
République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'Enseignement Supérieure et de la Recherche Scientifique
Centre Universitaire Belhadj Bouchaib d'Aïn-Témouchent



Faculté des Sciences

Département des sciences de la nature et de la vie

Mémoire

Pour l'obtention du Diplôme de Master en Microbiologie Appliquée

Présenté par :

M. KALLECHE SALAH-EDDINE

et

M^{elle}. ELAIHAR YAMINA FADIA

Contrôle bactériologique de l'environnement des blocs opératoires à l'hôpital Dr
BENZARDJEB d'Ain Témouchent

Encadrant :

Mme. Imene M'HAMEDI (M.C.B)

Maitre de conférence "A13" à C.U.B.B.A.T.

Soutenu en 2019

Devant le jury composé de :

Président :	Mr Ziane M	« MCA »	C.U.B.B.A.T
Examineur :	Mme Chibani H	« MAB »	C.U.B.B.A.T
Encadrant :	Mme M'hamed I	« MCB »	C.U.B.B.A.T
Co- Encadrant :	Mme Moghtit F	« MCB »	C.U.B.B.A.T

REMERCIEMENTS

*Dans un premier temps avant tout développement sur cette expérience professionnelle, il apparaît opportun de commencer ce mémoire par nous remercîments les plus sincères au notre grand seigneur **ALLAH**, De nous avoir donné la santé, la volonté et la patience pour mener à terme notre formation de master et pouvoir réalisé ce travail de recherche.*

*Aussi, nous tenons à exprimer nos profonds remerciements à notre encadreur Mme **M'HAMED I Imene** qui nous a fourni le sujet de ce mémoire et pour le temps qu'elle a consacré et pour les précieuses informations qu'elle nous a prodiguées avec intérêt et compréhension et également pour sa gentillesse, son précieux conseil, son aide, sa disponibilité tout au long de la période du travail.*

*Nous remercions également notre co-encadreur la dame **Moghtit Fatima** pour avoir analysée ce travail et pour son aides pricious et surtout pour ses judicieux conseils qui ont contribué à alimenter notre réflexion.*

*Nous adressons aussi nos vifs remerciements à Mr **ZIANE M** pour l'honneur qu'il nous fait de présider le jury de la soutenance.*

*Nos remerciements vont également à Mme **CHIBANI Hiba** pour avoir bien voulu examiner et juger ce travail.*

Nos remerciements les plus sincères aussi pour tous les enseignants de notre Département Science de la nature et de la vie pour leur patience et leurs efforts au cours de notre formation.

Nos remerciements vont à l'équipe de L'EH du Docteur Benzerdjeb de Ain Témouchent pour son accueil, sur une période d'une semaine, et d'avoir mis à notre disposition le personnel et pour leur aide et surtout pour leurs gentillesse, nous tenons également à remercier tous les patients hospitalisés ayants participés à cette étude.

Nous ne laisserons pas cette occasion passer sans remercier tous les personnes que nous avons contacté durant notre stage au laboratoire du centre universitaire BELHADJ Bouchaib d'Ain T'émouchent, auprès desquelles nous avons trouvé l'accompagne, l'aide et le support et de partager les aidées entre nous.

Enfin, on adresse nos sincères sentiments de gratitudes et de reconnaissances à toutes les personnes qui ont participé de près ou de loin à la réalisation de ce travail.

Dédicace

KALLECHE SALAH-EDDINE

Je commence par rendre grâce à Dieu et à sa bonté, pour la patience, la compétence et le courage qu'il m'a donné pour arriver à ce stade et de m'avoir donné la force d'accomplir mes études.

Avec tout mon amour éternel et avec l'intensité de mes émotions. Je dédie ce mémoire

A la plus belle perle du monde...ma tendre mère, la source inépuisable de tendresse, de patience et de sacrifice. Ta prière et ta bénédiction m'ont été d'un grand secours tout au long de ma vie. Quoique je puisse dire et écrire, je ne pourrais exprimer ma grande affection et ma profonde reconnaissance. J'espère ne jamais te décevoir, ni trahir ta confiance et tes sacrifices. Puisse Dieu tout puissant, te préserver et t'accorder santé, longue vie et Bonheur.

A ma soeur Amina, ma princesse, Puisse Allah te protéger, je t'aime et je te souhaite tout le bonheur du monde.

A mon petit frère Aymen, je ne saurai traduire sur du papier l'affection que j'ai pour Toi, j'implore Allah de te réserver un avenir meilleur.

A la mémoire de ma Grand-mère. Le destin ne nous a pas laissé le temps pour jouir ce bonheur ensemble et de vous exprimer tout mon respect. Puisse Dieu tout puissant vous accorder sa clémence, sa miséricorde et vous accueillir dans son sain paradis.

A toute ma famille, veuillez accepter l'expression de ma profonde gratitude pour votre soutien, encouragement, et affection. J'espère que vous trouvez dans cette dédicace, le témoignage de mes sentiments sincères et de mes vœux de santé et de bonheur.

Et plus particulièrement à mon binôme et amie Amina qui m'a accompagné durant ce projet. Merci pour ta générosité et ton soutien. Que Dieu te procure tout le bonheur que tu mérites.

A toute la promotion SNV à qui je souhaite un bon parcours professionnel.

A tous ceux ou celles qui me sont chers et que j'ai omis involontairement de les citer ainsi à tous mes enseignants tout au long de mon parcours de mes études, sans oublier ceux qui ont participé de près ou de loin à la réalisation de ce travail.

Dédicace

ELAIHAR YAMINA FADIA

Avec l'aide de dieu tout puissant, j'ai pu achever ce modeste travail que je dédie à toutes les personnes qui me sont chères ;

A toi Mon Père, mon cher Papy, qui reste toujours mon premier maître dans la vie, en témoignage de votre affection, vos sacrifices et vos précieux conseils qui m'ont conduit à la réussite dans tous ce que je fais ; Je te tiens particulièrement un grand remerciement et que dieu te protège Inchaàlah.

A ma très chère mère, L'étoile de ma vie qui fait briller mes jours les plus sombres, qui réchauffe mon cœur quand il fait froid. Aucune langue ne peut exprimer ta beauté et ta force. Mon respect et ma reconnaissance pour tous ce que tu as sacrifié pour ma formation, ma réussite et mon bien être.

A celles qui partagent ma vie dans le meilleur et dans le pire, mes sœurs, merci de m'avoir encouragée le long de ce travail. Que dieu vous garde pour moi, sans oublier mes frères qui m'ont soutenu tous au long de mon parcours, merci de faire partie de ma vie, aussi pour leur compréhension et encouragement

A mon binôme Salah qui m'a beaucoup aidé et qui a été très patient tout au long du projet

A tous mes amis et collègues

Table des matières

Remerciments	A
Dédicace	B
Liste des abréviations	C
Liste des figures	E
Liste des tableaux	F
Introduction	01
PARTIE I :Synthèse bibliographique	
1. Les infections nosocomiales	03
1.1. Définition de l'IN.....	03
1.2. Origine et Facteurs favorisants des infections nosocomiales	03
1.3. Les principaux types d'infection nosocomiale.....	04
1.4. Agents responsables d'infection nosocomiale.....	05
2. Les infections du site opératoire	07
2.1. Définition et classification.....	07
2.1.1. Infection superficielle de la plaie postopératoire au niveau de l'incision.....	07
2.1.2. Infection profonde de la plaie opératoire	07
2.1.3. Infection postopératoire d'un organe ou d'un espace.....	07
2.2. Les germes responsable de ISO.....	08
3. Risques infectieux liés au bloc opératoire	08
3.1. Le bloc opératoire.....	08
3.2. Le risque lié à l'environnement du bloc opératoire.....	09
3.2.1. L'air en milieu hospitalier.....	09
3.2.2. L'eau en milieu hospitalier.....	10

3.2.3. Risque liée aux surfaces et les appareils médicaux.....	11
--	----

4. Prévention du risque infectieux au niveau du bloc opératoire

4.1. Nettoyage du bloc opératoire.....	12
4.2. Désinfection et stérilisation du matériel chirurgical.....	12
4.3. Prévention contre les contaminations d'origine humaine.....	13
4.4. Information du patient sur le risque infectieux.....	14
4.5. L'antibioprophylaxie.....	14

PARTIE II: Matériel et Méthode

1. Présentation du lieu de l'étude.....	15
2. Prélèvement et échantillonnage.....	16
3. Ensemencement des prélèvements.....	17
4. L'identification bactérienne.....	18
5. Étude de la sensibilité aux antibiotiques.....	20

PARTIE III: Résultats et discussion.

1. Prélèvement et identification.....	21
2. Étude microscopique par coloration de Gram.....	22
3. Identification bactérienne.....	24
4. Étude de la résistance aux antibiotiques.....	27

Conclusion

Références bibliographiques

Annexes

Liste des abréviations

AB : Acinetobacter baumannii

AMC : Amoxicillin

AMP : Ampiciline

BO : Bloc opératoire

BS : Bacillus spp

CEF : Céftazidine

CIP : Ciprofloxacine

CT : Clostine

CTX : Cefotaxime

CUBBAT : Centre universitaire Belhadj Bouchaib d'Ain Témouchent

DA : Clindamycine

DM : Dispositifs médicaux

E : Erytromycine

EH : Etablissement hospitalier

EPH : Etablissements Publics Hospitaliers Non Universitaires

G- : Gram négatif

G+ : Gram Positif

GN : Gélose nutritive

HEPA : High Efficiency Particulate Air

IMP : Imipenème

IN : Infections Nosocomiales

ISO :Infections du site opératoire

Norme ISO : Norme International Organization for Standardization

N : Nombre

OMS : Organisation mondiale de la Santé

ORL : Oto-Rhino-Laryngologie

OX : Oxaciline

PA : Pseudomonas aéroginosa

PF : Pseudomonas fluorescense

SA : Staphylococcus aureus

SCN: Staphylocoques à coagulase négative

ST : Streptococcus spp

UFC :Unité Formant Colonie

USA: United States Of America

VA : Vancomycin

VIH : virus de l'immunodéficience humaine

Liste des figures

Figure 1 : Schéma d'un bloc opératoire en Réanimation polyvalent de L'EH du Docteur Benzerdjeb de Ain Témouchent.....	15
Figure 2: Schéma de la sédimentation des particules.....	17
Figure 3 : pourcentage de contamination % sur le totale des prélèvements au bloc opératoire..	22
Figure 4 : observation microscopique après coloration de Gram (Grossissement x 100).....	23
Figure 5: Répartition des souches selon la coloration de Gram.....	24
Figure 6: identification des staphylocoques.....	24
Figure 7: résultats d'identification sur galerie API 20E.....	25
Figure 8 : Répartition des germes isolés à partir du bloc opératoire.....	26
Figure 9: Répartition des germes isolés à partir des patients.....	26

Liste des tableaux

Tableau 1 :Les Bactéries nosocomiales.....	05
Tableau 2 : Principaux agents pathogènes lors d'une infection du site opératoire.....	07
Tableau 3 : les antibiotiques testés vis-à-vis les souches isolés.....	20
Tableau 4 : profil de résistance aux antibiotiques des germes Gram+ isolés.....	29
Tableau 5 : profil de résistance aux antibiotiques des germes Gram- isolés.....	30

INTRODUCTION

Les infections acquises à l'hôpital ou infections Nosocomiales (IN) sont une réalité préoccupante, surtout dans des services à haut risque qui recrutent des patients extrêmement vulnérables à la colonisation et par conséquent à l'infection (Rebiahi, 2012). En effet, l'hôpital peut devenir dans certaines circonstances une source d'infection soit par l'utilisation de méthodes invasives, soit dans le cas de plusieurs hôpitaux par défaut d'hygiène, d'organisation, de conscience professionnelle ou par manque de moyens (Benchouk, 2013). Parmi ces infections nosocomiales (IN), l'infection du site opératoire (ISO) est la plus rencontrée, et constitue la complication la plus fréquente des interventions chirurgicales (Tayeb *et al.*, 2011), d'autant plus elle est l'une des principales causes de mortalité et de morbidité en chirurgie (Coignard, 2012) puisque sa survenue limite le bénéfice potentiel des interventions chirurgicales et multiplie par trois le coût d'hospitalisation (Atif M *et al.*, 2010).

L'ISO est le résultat d'interactions complexes entre le mécanisme de défense du patient, le site de l'intervention et les bactéries (Rokiatou, 2004) puisque la prolifération microbienne a pour conséquence des réactions cellulaires, tissulaires ou générales, se traduisant le plus souvent par un syndrome inflammatoire (Bone *et al.*, 1992). Elle est dite postopératoire lorsqu'elle survient dans les suites immédiates ou lointaines d'une intervention et qu'elle est directement en rapport avec cette dernière (Traore, 1993). En effet, le risque de contamination est permanent dans tous les services hospitaliers et particulièrement dans les services à risque élevé tels que les services chirurgicaux ou encore les blocs opératoires (Ahnoux et Coll, 1992), où plusieurs travaux ont révélé l'existence de bactéries nosocomiales (Merah, 2009 ; Gbonon *et al.*, 2000).

Bien que parmi les moyens utilisés par les chirurgiens pour diminuer ces risques d'infections post opératoires, l'antibioprophylaxie probabiliste pré et post-opératoire est la stratégie la plus suivie (Ahnoux et Coll, 1992), les bactéries multi résistantes aux antibiotiques rend cette attitude peu efficace (Avril et Carlet, 1998 ; C.Clin, 1999). Les stratégies de lutte contre ces infections post-opératoires résident par conséquent dans la maîtrise du risque infectieux au bloc opératoire par le respect des règles d'hygiène avec un contrôle bactériologique régulier (Gbonon *et al.*, 2000).

Depuis, aucune étude n'a été réalisée dans les blocs opératoires des hôpitaux de la wilaya d'Ain Temouchent, alors que le problème de l'infection de site opératoire demeure un problème de santé publique important.

Dans ce contexte l'objectif de notre travail est :

- De réaliser un contrôle bactériologique de l'environnement au bloc opératoire de l'EPH Benzardjeb de Ain Témouchent.
- Déterminer s'il existe une relation entre la contamination du bloc opératoire et les ISO.
- Déterminer le profil de résistance des germes isolés.

SYNTHÈSE
BIBLIOGRAPHIQUE

1. Les infections nosocomiales

1.1. Définition de l'infection nosocomiale

Une infection nosocomiale se définit comme une infection acquise dans un établissement de soins public ou privé, qui n'était ni en incubation ni présente lors de l'admission. Quand la situation initiale n'est pas connue, un délai d'au moins 48 heures est nécessaire afin de distinguer une infection d'acquisition communautaire d'une infection nosocomiale (Kakupa, 2016 ; Menzinger *et al.*, 2008; Benchouk, 2013 ; Chabni *et al.*, 2015).

1.2. Origines et Facteurs favorisant les infections nosocomiales

L'origine principale des infections est d'une part le manque d'hygiène, en particulier le lavage des mains et d'autre part des soins et des thérapeutiques de plus en plus agressifs qui rendent possibles l'infection (Soulami, 2010).

Les réservoirs des micro-organismes à l'origine des infections sont multiples mais peuvent être classés en deux grandes catégories : environnementale, en effet, représenté par l'hôpital rassemblant l'eau utilisée, le matériel, l'alimentation, le linge, l'air et les bâtiments (Boyeet *al.*, 2010) et le réservoir humain qui est la source la plus importante avec des origines variées, d'une part la flore commensale propre aux patients hospitalisés où le malade fait une infection à ses propres germes au décours d'une procédure invasive de soins (sondage vésical, cathétérisme...) ou en raison d'une fragilité particulière (Barbut, 2005), et d'autre part par le biais du personnel soignant qui transmet les germes d'un patient à l'autre avec des instruments ou des mains souillées (Méité *et al.*, 2010).

Qu'elle soit d'origine environnementale ou humaine tous les patients ne sont pas égaux devant les infections nosocomiales. La colonisation de certains individus est favorisée par les mécanismes facilitant et garantissant l'accès des agents pathogènes jusqu'au patient, voire jusqu'à un organe ou un milieu habituellement stérile (Baudin, 2012) tels que la réalisation d'actes invasifs nécessaires au traitement du patient comme le sondage urinaire, la pose d'un cathéter, la ventilation artificielle et l'intervention chirurgicale (Dadé, 2008; SMS, 2005). La survenue d'une infection nosocomiale est aussi favorisée par la situation médicale du patient qui dépend de son âge et sa pathologie (les prématurés, nouveau-nés, personnes âgées), les patients immunodéprimés (leucopénie, aplasie, cancer, greffes..) (Frederic Barbut, 2005) ou l'exposition

à certains traitements comme les antibiotiques qui déséquilibrent la flore des patients et sélectionnent les bactéries résistantes ou les traitements immunosuppresseurs (SMS, 2005).

Le séjour dans un centre de soins est un facteur de risque pour les patients, le personnel comme les visiteurs, ainsi que l'hôpital, de par sa fonction, a toujours été et reste une structure à haut risque. En effet, un patient hospitalisé dans une chambre contaminée est colonisé ou infecté en quelques jours (Kernane sana et Khanouche, 2012).

1.3. Les principaux types d'infection nosocomiale

L'étiologie des IN est très variable, elle dépend de la région étudiée aussi bien que du type de service hospitalier et du patients concernés (Thibault monnet, 2011). Les sites les plus fréquemment infectés sont les sites urinaires, opératoires, et pulmonaires (Gribi, 2011).

Parmi les IN les plus fréquentes les infections du site opératoire représentaient 46% des infections nosocomiales, occupant la première place, ils continuent d'être une cause importante de mortalité et de morbidité en chirurgie (Tékpa *et al.*, 2017) avec un risque qui varie selon l'état préopératoire du patient, la durée de l'intervention et le degré de contamination du site opératoire (Haddadi, 2013). Les infections urinaires viennent en deuxième position avec 37% des IN, elle est définie par une multiplication microbienne au sein des voies urinaires (bactériennes ou fongiques) associée à une réaction inflammatoire locale (Riegel, 2003), leur principal facteur de risque est l'existence d'une sonde urétrale (Chamoune, 2009) et leur origine est souvent le patient lui-même, cependant, la sonde laissée à demeure est le facteur le plus dangereux. Les infections respiratoires arrivent en 3^{ème} position avec 11% et sont parmi les causes majeures de mortalité des IN, elles sont très rarement d'origine hématogène (Chablou, 2011) mais plutôt avec comme principale source la flore oropharyngée digestive ou encore la présence d'une sonde d'intubation ou une canule de trachéotomie qui entraînent un processus inflammatoire de la muqueuse laryngée et/ou trachéale à leur contact (Langlois, 2000). Enfin, en dernière position, on retrouve les Bactériémie – Septicémie qui représentent une grave infection en particulier chez les patients atteints de pathologies sévères, demeurant aux services de réanimation ou immunodéprimés (Raisin, 2004). Elles se développent soit à partir d'une infection focale, soit d'un cathéter intra vasculaire, le plus souvent laissé en place de façon prolongée (Langlois, 2000). On retrouve les bactériémies dues à un passage bref et transitoire de bactéries dans le sang, ne donnant lieu à aucune manifestation clinique et les septicémies qui

constituent des infections générales dues à des décharges microbiennes massives et répétées issues d'un foyer septique (Hygie, 1988).

D'autres Infections Nosocomiales plus rares peuvent être évoquées comme les infections de la peau (ulcères, brûlures, escarres) dite aussi « Les plaies non chirurgicales », les infections de l'œil et de la sphère ORL, les infections des voies génitales, ainsi que les infections gastro-intestinales (Johnson *et al.*, 2007; Margoud, 2004; OMS, 2010; Samou, 2005).

1.4. les agents responsables de l'infection nosocomiale

Les germes en cause des IN sont variés et assez souvent particuliers à telle ou telle infection nosocomiale (Langlois, 2000), mais sont généralement dues à des bactéries dans 90 à 95 % des cas (Bouaziz et Ramdane, 2005) dont les *Staphylococcus aureus* et non aureus (infections respiratoires, et du site opératoire, en particulier en chirurgie ostéo-articulaire), *Pseudomonas aeruginosa* (infections respiratoires, infections urinaires), *Acinetobacter* et certains Entérobactéries du genre *Klebsella*, *Enterobacter* et *Serratia* (Bouaziz et Ramdane, 2005; Essomba noel, 2005; Jacque béraud, s.d) (Tableau 1).

D'autres agents autres que les bactéries peuvent être responsables des IN, parmi lesquels figurent :

- Les virus, notamment ceux des hépatites B et C (transfusions, dialyse, injections, endoscopie), le virus respiratoire syncytial, les rotavirus et les entérovirus. D'autres virus comme le VIH, le virus Ébola, les virus grippaux, et le virus varicelle/zona, sont également transmissibles (OMS, 2010). Elles n'ont pas de traitement spécifique, contrairement aux bactéries pour lesquelles nous disposons des antibiotiques et sont le plus souvent bénignes (Essombanoel, 2005).
- Les parasites, le plus souvent étant des agents mycosiques : sarcoptes (agent de la gale) et le *pneumocystis carini* qui est un agent opportuniste responsable de pneumopathie nosocomiale en néonatalogie et chez les malades immunodéprimés (Qassimi, 2010).
- Les Mycètes comme levures (*Candida albicans* et l'*aspergillus*) responsables de Pneumopathies – septicémies et *Toxoplasma gondii* qui provoque la Toxoplasmose cérébrale (Bouaziz et Ramdane, 2005).

Tableau 1 : Bactéries nosocomiales (Bouaziz et Ramdan, 2005).

Bactéries Gram positif.	Affections les plus fréquentes.
<ul style="list-style-type: none"> - Staphylococcus aureus - Staphylococcus non aureus -Corynébacteries -Clostridium 	<ul style="list-style-type: none"> -plaies opératoires. - Septicémies. - Endocardites. - Médiastinites. -Septicémie (cathéter). - Endocardites. - Médiastinites. -Infection sur prothèse valvulaire. -Colite membraneuse. - gangrène.
Bactéries Gram négatif.	
<ul style="list-style-type: none"> -Entérobactéries -Salmonelles -Pseudomonas -Acinetobacter -Legionella 	<ul style="list-style-type: none"> -Infections urinaires. - Septicémies. - Plaies opératoires. - Pneumopathies. -Gastroentérites - Septicémies - Pneumopathies. - Infection urinaire. -Septicémies. - Pneumopathies. - Infection urinaire - Pneumopathies

2. les infections du site opératoire

2.1. Définition et classification

Les infections de site opératoire représentent une des complications les plus fréquentes de la chirurgie (Carole lemarie *et al.*, 2013). Elle se définit schématiquement par la présence d'un écoulement ou d'une collection purulente soit au niveau de l'incision soit au niveau de l'organe ou de la cavité concernée par l'acte chirurgical (Horan TC *et al.*, 1992).

2.1.1. Infection superficielle

C'est une infection survenant dans les 30 jours suivant l'intervention, affectant la peau (ou les muqueuses) et les tissus sous-cutanés (Chalfine, 2004). Elle est diagnostiquée par un écoulement purulent de l'incision ou du drain ou par l'isolement d'un germe de l'écoulement d'une plaie ouverte par le chirurgien en présence de douleur ou d'une sensibilité à la palpation, une tuméfaction localisée, une rougeur, ou une chaleur (Théophile Mitima, 2012).

2.1.2. Infection profonde

Infection (de l'incision) survient dans les 30 jours suivant l'intervention ou dans l'année s'il y a eu mise en place d'un implant, d'une prothèse ou d'un matériel prothétique et affecte les tissus ou espaces situés au niveau ou au-dessous de l'aponévrose de revêtement, ou encore ouverts ou manipulés durant l'intervention (Judith *et al.*, 2012). Les signes inflammatoires et notamment les douleurs sont en général plus intenses (Vallée et Bruyère, 2018).

2.1.3. Infection de l'organe

Elle survient aussi dans les trente (30) jours suivant l'intervention, ou dans l'année s'il y a eu mise en place d'un matériel étranger, impliquant les organes ou espaces (autres que l'incision) ouverts ou manipulés durant l'intervention (Chalfine, 2004). Authentifiée par la présence de pus, ou d'un germe isolé au niveau de l'organe ou du site ou de signes évidents d'infection impliquant l'organe ou l'espace observés lors d'une réintervention chirurgicale ou d'un examen histopathologique (Samou *et al.*, 2004).

2.2. Les germes responsables d'ISO

Dans tous les cas, le staphylocoque doré vient largement en tête des bactéries responsables d'ISO. Il a pour origine la peau du malade mal préparée et les mains du chirurgien et de l'infirmier. Lorsque les plaies siègent sur le tronc ou à proximité de l'orifice anal, elles sont souvent colonisées par les entérobactéries (colibacille, proteus), entérocoques et germe anaérobies. Une infection par le bacille pyocyanique est observée en cas d'utilisation du matériel ou liquides contaminés (Guetarni, 2014) (Tableau 2).

Tableau 2: Principaux agents pathogènes lors d'une ISO Etats Unis 1986-1992.

Agents pathogenes	% N= 28,451
<i>Staphylococcus auréus</i>	18%
<i>Staphylococcus a coagulas négatif</i>	13%
<i>Entérocooccus spp</i>	12%
<i>Escherichia coli</i>	9%
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	8%
<i>Enterobacter spp</i>	8%
<i>Protéus mirabilis</i>	4%
<i>Autres</i>	28%

Source : National Infection Surveillance (NNIS), Etats Unis 1986-1992

3. Risques infectieux liés au bloc opératoire

3.1. Le bloc opératoire

Le bloc opératoire est l'ensemble des installations servant aux interventions chirurgicales, il constitue le principal lieu des activités et le point de départ de la plupart des infections postopératoires (Judith *et al.*, 2012). Celui-ci doit être une structure indépendante du reste de l'hôpital avec une architecture permettant une séparation étanche entre les interventions septiques et les interventions aseptiques (Kitzis, 1980). Il doit comporter une salle de préparation du malade, une salle de préparation du chirurgien, une salle de réveil, un vestiaire,

une salle de stérilisation et les salles d'intervention (Benchouk, 2013). Cette dernière doit comporter des murs lisses et disposer d'un système d'évacuation des déchets (Migaudet *al.*, 2005), ainsi que d'un système de ventilation approprié avec un renouvellement d'air par heure (Norme ISO, 2011).

3.2. Le risque lié à l'environnement du bloc opératoire

L'environnement hospitalier est un milieu favorisant les ISO par la présence des germes multi résistants (Judith *et al.*, 2012). Le risque infectieux est d'autant plus élevé que la durée pré opératoire est longue. L'absence d'isolement des salles opératoires et d'un circuit d'aération influence le risque d'infection du site opératoire (Infect Control, 1986).

3.3.1. L'air en milieu hospitalier

L'air du bloc opératoire peut contenir des particules transportant des micro-organismes, puisque la quantité de particules présentes dans l'air augmente avec le nombre de personnes présentes dans la salle (Chaffline, 2004). Ces particules peuvent participer au mécanisme physiopathologique de certaines infections du site opératoire en transportant par exemple des bactéries de la flore d'un membre de l'équipe jusqu'à la plaie opératoire (Berkelman *et al.*, 1982; Schaffner *et al.*, s.d).

Les microorganismes présents dans l'air du bloc opératoire font essentiellement partie de la flore commensale humaine des patients et des soignants. Les bactéries dominantes ont une origine cutanée ou une origine buccale et intestinale, des streptocoques et des Corynebacteries issues de l'oropharynx (Lionel Hugard, 2003). De ce fait le traitement de l'air ou l'aerobiodécontamination est nécessaire pour assurer la qualité requise de l'air à l'intérieur du BO (Lemarié *et al.*, 2013), le système de ventilation est l'un des éléments les plus importants afin d'assurer un bon niveau d'asepsie dans celui-ci, empêchant l'introduction ou la stagnation dans la salle d'opération de particules susceptibles d'infecter une plaie opératoire (Gandjbakhch, 2009). En effet, la filtration a comme but de ne laisser entrer aucune particule dans la salle qui soit susceptible d'infecter une plaie opératoire. Les filtres doivent retenir la majorité des particules dont la taille est supérieure à 3 µm (Beaugas *et al.* 2006).

La phase de pré-filtrage quant à elle contient un filtre de moyenne efficacité (méthode gravimétrique), un filtre de haute efficacité (méthode opacimétrique) et un troisième filtre de

très haute efficacité (HEPA, High Efficiency Particulate Air) qui empêchent l'entrée de particules de taille supérieure ou égale à 0,3 µm avec une efficacité de 99,97 % (Beaugas *et al.*, 2006).

Il faut tenir compte que la pureté de l'air nécessaire au niveau du soufflage ainsi qu'au niveau de la zone de travail à protéger dépend du mode de diffusion de l'air et de la filtration (Xpair, 2007). La diffusion par flux non unidirectionnel ou l'air filtré est soufflé dans la salle propre puis mélanger à l'air ambiant en provoquant la dilution des impuretés (Combet, 2009) et une diffusion par flux unidirectionnel ou l'air propre est écoulé dans l'enceinte permettant de refouler les impuretés (Xpair, 2007; Combet, 2009)

3.2.2. L'eau en milieu hospitalier

Dans un établissement de santé on trouve différents types d'eau (eau potable, eau de dialyse, eau chaude sanitaire) et génère des eaux de condensation de réfrigérateur et des eaux de climatisation. Ces eaux peuvent contenir naturellement différents germes (Barbeau, 1998) tels que les Bacilles à Gram (-), les bacilles à Gram (+) et des bactéries particulières tels que *Mycotobacteries atypiques* ou *Legionellasp* dont la transmission se fait par aérosol et inhalation (Lionel Hugard, 2003).

L'eau distribuée par les réseaux intérieurs d'un établissement de santé, est utilisée pour divers usages : alimentaires, sanitaires, médicaux et techniques (Squinazi, 2000). Parmi ces eaux on retrouve :

L'eau dite propre, utilisé au niveau des blocs opératoires principalement pour le lavage chirurgical des mains et pour le rinçage du matériel médico-chirurgical. Elle doit être exempte de micro-organismes potentiellement pathogènes et de qualité bactériologique parfaitement maîtrisée (Coterehos, 1995), pour cela un traitement général de désinfection devra être mis en place par l'établissement en augmentent la concentration en chlore ou en ajoutant de l'eau de javel (hypochlorite), bioxyde de chlore dans l'eau du réseau publique ou de la ressource privée (Pecquenard *et al.*, 1991; Saint-Laurent *et al.*, 1996; Squinazi, 2000).

L'eau utilisée dans les secteurs protégés, unités de brûlés, unités de greffés, et au rinçage des bronchoscopes est appeler eau «ultra propre», son traitement se fait par la microfiltration au point d'usage précédé de désinfection par le chlore, par une stérilisation ou par une désinfection à rayonnements ultra-violetts (Coterehos, 1995). Enfin, on retrouve l'eau stérile

exempte de micro-organismes vivants, produite et conditionnée en flacon par l'industrie pharmaceutique (Squinazi, 2000), elle est utilisée pour le rinçage des arthroscopes et ceolioscopes, le nettoyage des plaies, la dilution d'antiseptiques, les préparations injectables pour la dilution de médicaments prescrits par voie intramusculaire, intra-veineuse et sous-cutanée (Guignard *et al.*, 1994). Le contenant doit impérativement être hermétiquement clos pour préserver la stérilité jusqu'à l'utilisation (Squinazi, 2000).

3.2.3. Risque liée aux surfaces et les appareils médicaux

Les surfaces à l'hôpital constituent des réservoirs microbiens susceptibles de transmettre des bactéries, virus ou champignons aux patients (Meunier *et al.*, 2007). Ces surfaces seront contaminées de façon plus ou moins importante par des microorganismes issus du patients, des intervenants et des matériaux (contacts manuels, projection, aérosols...) (Flous, 2017).

La terre est un réservoir important de microorganismes, tel que: *Clostridium tetani* responsable du tétanos et de certains anaérobies sporulés persistent longtemps sur des objets souillés. La transmission des agents infectieux est principalement liée aux instruments utilisés pendant des actes de soins, qui sont souvent difficiles à nettoyer en raison de leur architecture complexe (Richaud *et al.*, 2011), on peut citer les fibroscopes, véritables vecteurs de la flore endogène d'un patient à un autre par exemple, ou le risque de pneumopathies en réanimation liée à la ventilation mécanique continue (Bouaziz et Ramdane, 2005). Le matériel chirurgical doit être également stérile, désinfectée efficacement, et décontaminé entre chaque intervention. Une attention particulière doit être portée aux appareils et coussins anti-escarres qui entrent en contact direct avec le patient et qui peuvent de ce fait être porteurs des germes (Ranawat *et al.*, 2004).

Les produits désinfectants et les diverses solutés sont également exposés au risque de contamination microbienne, presque les flacons laissé ouvert peuvent être contaminés par la flore de l'air, et donc sont à l'origine des infections extensives (Bouaziz et Ramdane, 2005).

4. Prévention du risque infectieux au bloc opératoire

La maîtrise du risque infectieux au bloc opératoire est un enjeu important de santé publique, qui dépend de plusieurs intervenants : l'opéré, le personnel au sens large et l'environnement opératoire (Brahmi, 2015).

4.1. Nettoyage du bloc opératoire

La propreté du bloc opératoire est garantie par le nettoyage quotidien des surfaces qui doivent éliminer les salissures, mais également assurer la destruction des microorganismes déposés soit directement, soit après sédimentation. On parle alors de bionettoyage (Meunier *et al.*, 2009). Ce bionettoyage se fait à différents moments de la journée. En effet, il peut se faire le matin avant l'intervention et il consiste en un essuyage humide des surfaces horizontales et balayage humide des sols. Il doit être suivi d'une période de repos de 20 minutes (sans aucune circulation) nécessaires à la redéposition des particules et à l'efficacité des produits détergent-désinfectants utilisés (Migaud *et al.*, 2005). Entre les interventions, il est nécessaire d'évacuer les déchets et nettoyer la table à instruments ainsi que le sol avec un produit détergent désinfectant, les mêmes procédures sont réalisées en fin de la journée, complétée par un nettoyage de toutes les surfaces horizontales fixes, les murs et les annexes. Une désinfection du matériel mobile est aussi nécessaire. Le bionettoyage est hebdomadaire aussi avec les mêmes procédures qui sont réalisées mais complétées par le nettoyage des bouches de ventilation, le lavage du sol à la monobrosse au détergent seul et une désinfection par voie aérienne au formol possible, selon l'activité et si les locaux sont compatibles (Girard R *et al.*, 1993; Emmerson *et al.*, 1992 ; Labadie *et al.*, 1983 ; Pottecher *et al.*, 1990 ; Ayliffe, 1991).

4.2. Désinfection et stérilisation du matériel chirurgical

C'est une opération aux résultats momentanés, permettant d'éliminer ou de tuer les microorganismes et/ou d'inactiver les virus indésirables sur les milieux inertes contaminés en fonction des objectifs fixés (Mango, 2005; Allou *et al.*, 2018). Cette destruction des germes indésirables portés par des matériaux inertes peut se faire soit par des procédés physiques (chaleur, ultra-sons, irradiation) ou chimiques (désinfectants), soit par une combinaison des deux (Allion, 2004). Les désinfectants peuvent être bactéricides et donc détruisent les bactéries, ou bactériostatiques, et donc empêche la croissance et le développement des bactéries (Montagne *et al.*, 2007). Cette opération est réalisée par trempage dans une solution de désinfectant adaptée, et en adéquation avec l'objectif recherché (bactéricidie, virucidie, sporicidie etc.) (Thiveaud, 2005), puis par nettoyage mécanique soigneux suivi d'un rinçage à l'eau, à chaque fois le matériel chirurgical doit être stérilisé soit par la chaleur humide

(autoclavage) à 134 °C durant au moins 18 minutes (Migaud *et al.*, 2005) soit par la chaleur sèche (Poupinel) pendant une période supérieure à une heure à une température entre 160 °C et 200 °C (Cronin *et al.*, 1992).

4.3. Prévention contre les contaminations d'origine humaine

La prévention contre la contamination d'origine humaine au bloc opératoire doit se faire avant, pendant et après l'intervention chirurgicale. En effet, avant l'intervention les mesures préventives consistent essentiellement à effectuer une préparation cutanée optimale du patient avec douche antiseptique et des désinfections cutanées larges au bloc avec un antiseptique alcoolique (ISO, 2011; Honnart, 2004; Migaud *et al.*, 2005). L'objectif de la douche (ou de la toilette au lit) avant un acte chirurgical est d'éliminer la flore transitoire et de réduire la flore résidente (Brahimi, 2015), de ce fait le patient doit être dépourvu d'effet personnel et porter une tenue adéquate (Fournel, 2017).

Au cours des interventions chirurgicales, les plaies opératoires peuvent constituer une large porte d'entrée à la contamination aérienne, il s'agit aussi de transmission de microbes d'une personne à l'autre par contact simple peau à peau ou par inhalation ou par voie sanguine ou muqueuses (Reinert, 2010). L'utilisation de tenue vestimentaire spéciale au BO est l'une des premières étapes dans les techniques d'asepsie. C'est un moyen d'éviter la contamination des patients par le personnel médical, vecteur d'une contamination du milieu extérieur vers l'intérieur du BO (Pascal, 2011).

Une autre principale cause de contamination est la main puisque 80 % des germes transmis sont manuportés (Hygiène'S, 2002), pour cela l'équipe chirurgicale doit veiller au bon lavage des mains dans le but de réduire la flore microbienne qui y présente et d'interrompre la chaîne de transmission manuportée des microorganismes pathogènes ou potentiellement pathogènes, d'un malade infecté ou colonisé à un autre patient (Hugard, 2003). Le port de masque et de lunette masque sont aussi indispensables pour éviter la transmission des micro-organismes présents en très grande quantité dans la bouche et le nez (Chafline, 2004). Aussi, le port de deux paires de gants (double gantage) est recommandé pour réduire le risque de perforation intérieure des gants lors d'interventions sur site infecté ou lors d'interventions invasives à haut risque (brahimi, 2015).

Après l'intervention chirurgicale, l'isolement des malades en chambre individuelle avec emploi exclusif de matériel personnalisé est un moyen de prévention efficace pour la protection des autres patients, cette l'isolement a pour objectif d'établir des barrières à la transmission des micro-organismes d'un patient à un autre patient, d'un personnel soignant ou de l'environnement à un patient (Pilly, 2004 ; Jaouhar, 2017).

4.4. Information du patient sur le risque infectieux

Le patient doit connaître son état et son évolution sous traitements appliqués ainsi que les conséquences opératoires. Ces informations doivent être claires et intelligibles pour le patient et de préférence sous forme orale. Le praticien doit s'assurer que le patient a bien perçu l'information concernant les risques infectieux et notamment le rapport bénéfice/risque de l'intervention (Migaud *et al.*, 2005), d'une part pour l'aspect médico-légal du consentement éclairé portant sur les éventuelles complications chirurgicales dont les ISO, d'autre part pour améliorer la compliance du patient aux différents protocoles d'hygiène préopératoires en vigueur dans les unités concernées (Fournel, 2017).

4.5. L'antibioprophylaxie

L'antibioprophylaxie chirurgicale repose sur l'injection d'un antibiotique avant l'intervention et pour une durée très brève (Chaflin, 2004). On utilise des concentrations suffisamment élevés pour empêcher l'implantation et la multiplication des bactéries susceptibles de causer une infection (Bechina *et al.*, 2014). Le but est la prévention de l'infection du site opératoire, mais pas le traitement d'infections distales (autres sites que le site chirurgical) ni la prévention d'infections nosocomiales. Les antibiotiques servent principalement à diminuer l'inoculum bactérien de telle sorte que les microorganismes restants puissent être éliminés par les mécanismes de défense naturels du patient (le rôle des mécanismes de défense propre du patient est au moins aussi important que celui des antibiotiques) (Judith *et al.*, 2012). Il est évident que l'utilisation des antimicrobiens est essentielle pour réduire l'infection nosocomiale, cependant, l'utilisation inappropriée de ces agents (pour de mauvaises raisons ou de façon incorrecte) entraîne l'apparition et la sélection des germes résistants aux antibiotiques (commission européenne, 2011).

MATÉRIEL
ET
MÉTHODE

1. Présentation du lieu de l'étude

Cette étude est réalisée au sein de l'hôpital Docteur Benzerdjeb de Ain Témouchent. C'est un établissement hospitalier constitué de plusieurs services : Traumatologie, Cardiologie, Neurologie, Urologie/néphrologie, Chirurgie infantile, Médecine interne, Ophtalmologie, O.r.l, Chirurgie Maxilo-faciale, Reanimation médicale.

Le bloc opératoire central se situe au 3^{ème} étage avec une activité opératoire répartie du dimanche au jeudi entre 8h et 16h. Il est composé de 05 salles d'opérations, une salle de surveillance post-interventionnelle dite aussi « Salle de réveil », des vestiaires hommes et femmes et une salle d'attente pour les chirurgiens.

L'équipe du bloc opératoire comprend des médecins anesthésistes, cadres de département, infirmiers/ infirmières anesthésistes (IADE), aides soignants, aides techniques, secrétaires et régulatrices. Tous présents pour assurer la prise en charge globale du patient dans un environnement de sécurité optimale. L'organisation et le fonctionnement du secteur opératoire sont conformes à la réglementation.

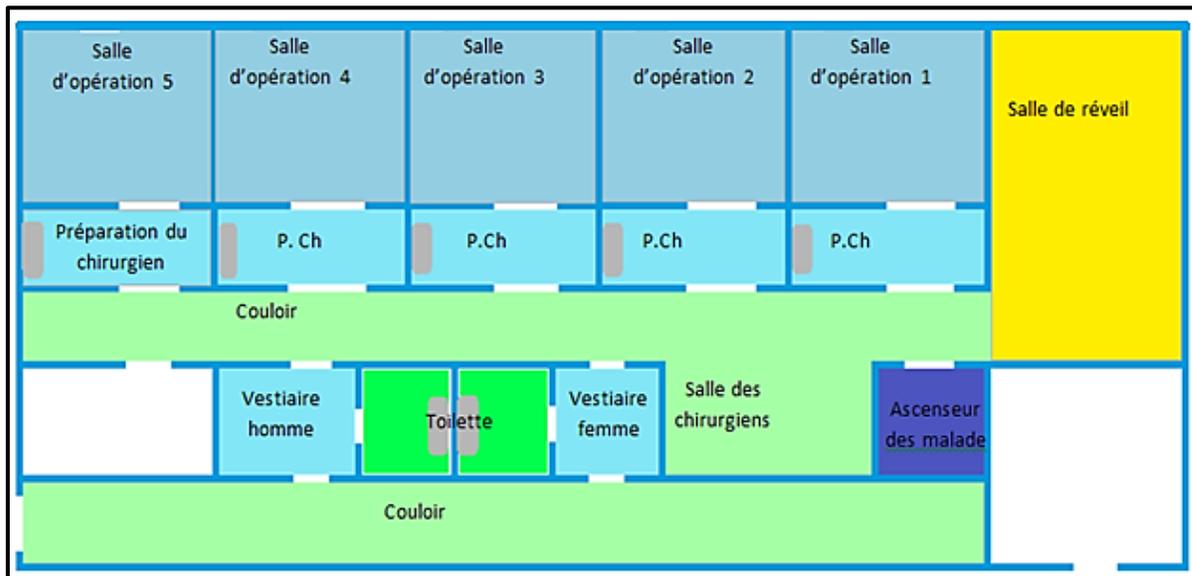


Figure 1 : Schéma d'un bloc opératoire en Réanimation polyvalente de L'EH du Docteur Benzerdjeb de AinTémouchent.

2. Prélèvements

Cette étude s'est déroulée au niveau du bloc opératoire de L'EH du Docteur Benzerdjeb de Ain Témouchent durant la période allant du 01/02/2019 au 30/03/2019 avec l'accord des responsables et du personnel soignant.

Les prélèvements réalisés au cours de cette étude ont concerné, les surfaces et les dispositifs médicaux du bloc opératoire, l'air, l'eau, ainsi que les chirurgiens impliqués. Des prélèvements de patients ayant été opérés au cours des 2 jours ou nous étions présents ont été aussi inclus :

2.1. Prélèvements des surfaces et des dispositifs médicaux

Le prélèvement a été réalisé par écouvillonnage pour la recherche des germes très spécifiques sur des dispositifs médicaux et les surfaces et ont concerné : la table d'opération, la lampe scialytique, le chariot des matériaux, les 2 tables à instruments, les lits, le sol, le conteneur des matériaux (à l'intérieur et à l'extérieur), le poignet du vestiaire homme, le humidificateur, le lavabo, le siphon de lavabo, les vêtements du chirurgien, la port de la salle d'intervention, le masque de respiration, les liquides des respirateurs, les ciseaux (au cours de désinfection avant nettoyage et lavage..., et après stérilisation). Des écouvillons stériles ont été humidifiés dans l'eau distillé stérile, puis passés sur des zones définies en stries parallèles rapprochées en les faisant tourner légèrement, puis sur les mêmes zones en stries perpendiculaires pendant 20 secondes. L'ensemble a été remis dans des étuis protecteurs et transmis immédiatement au laboratoire pour être analysé (Saouide *et al.*, 2014; Gbonon *et al.*, 2000; S. Dossim *et al.*, 2017).

2.2. Prélèvement du personnel

Les prélèvements ont concerné les mains des chirurgiens sans information préalable avant et après le lavage antiseptique chez deux chirurgiens présents par la technique des empreintes digitales sur des boîtes de gélose nutritif (Gbonon *et al.*, 2000).

2.3. Prélèvement de l'air

Pour les prélèvements de l'air deux méthodes ont été utilisées : l'une consiste à laisser un flacon rempli d'eau physiologique stérile ouvert dans la salle d'intervention pendant 24h (Amraoui *et* Benbachir, 2018) puis transmis directement au laboratoire pour être analysée et l'autre méthode a été réalisée par simple exposition des boîtes de pétri ouvertes (l'une contenant

le G.N et l'autre un milieu sélectif MacConkey) afin de permettre la disposition des particules sur les milieux gélosés. Les boîtes de pétri ont été exposées 8 jusqu'à 12 heures afin d'éviter une éventuelle perte de fertilité du milieu de culture en raison de son dessèchement (Bensaid, 2016). Après la durée de sédimentation les boites sont fermées puis transportées au laboratoire pour être incubées à l'étuve.

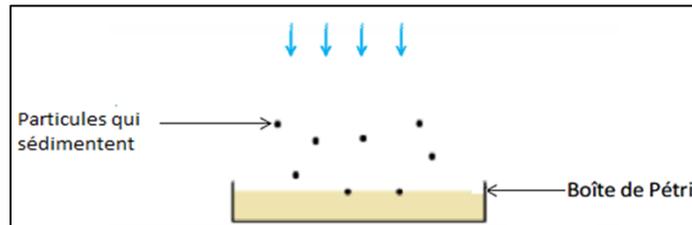


Figure 2:Schéma de la sédimentation des particules (Bensaid, 2016).

2.4.Prélèvement de l'eau

Afin d'évaluer la qualité microbiologique de l'eau du bloc opératoire de l'hôpital Dr Benzerdjeb et son implication potentielle dans les infections liées aux soins, nous avons rempli un flacon stérile de 10 ml par l'eau du robinet après un écoulement de quelques secondes puis transportée directement au laboratoire de microbiologie du CUBBAT pour être analysée.

2.5.Prélèvement des plâis

Sous l'orientation des responsables du service en réanimation et à l'aide du personnels soignants, un ensemble de prélèvements biologiques (pus) a été effectué lors de premier changement du pansement chez 5 patients présentant une IN (l'un diabétique, un atteint de scoliose, un autre atteint d'une occlusion intestinale, un cas de brûlure et l'autre d'une fracture). Les prélèvements ont été effectués à l'aide d'un écouvillon stérile. Après désinfection des sites des prélèvements, l'écouvillon est frotté légèrement sur la surface de façon verticale, horizontale et en diagonale pendant moins de 20 secondes. L'écouvillon est ensuite remplacé délicatement dans son tube d'origine, puis l'ensemble des prélèvements est acheminé au laboratoire de microbiologie du C.U.A.T pour une utilisation immédiate.

3. Ensemencement des prélèvements

Les écouvillons ont été mis en culture dans un bouillon nutritif et incubés pendant 24 heures avant d'être ensemencés sur les milieux de culture sélectifs, le premier milieu étant le

MacConkey sélectif pour les bactéries Gram négatif, grâce à l'action inhibitrice des sels biliaries et du cristal violet qui inhibe la croissance des bactéries Gram positif. Le second milieu étant le milieu Chapman-mannitol, qui permet la croissance des germes halophiles, parmi lesquels figurent au premier rang les bactéries du genre *Staphylococcus*. Le 3^{ème} milieu est la gélose au sang qui permet d'apprécier l'hémolyse qu'effectuent certaines bactéries capables de détruire les globules rouges comme les *Streptocoques*.

L'ensemencement a été faite par la méthode des stries en utilisant l'écouvillon, l'ensemble des boîtes ont été incubées à 37°C durant 24 à 48 heures.

Concernant l'eau du robinet prélevé et l'eau physiologique, 1ml de chaque échantillon a été ensemencé en râteau sur les trois milieux et incubés à 37°C durant 24 à 48 h

Quant aux boîtes en contact « empreintes » et les boîtes d'analyses de l'air, celle-ci sont incubées directement à 37°C pendant 24h pour être dénombrées et identifiées.

4. L'identification bactérienne

L'identification bactérienne est réalisée par les méthodes conventionnelles de microbiologie.

4.1. Etude macroscopique

Cette étude est basée essentiellement sur l'observation macroscopique des colonies directe à l'œil nu ou par une loupe binoculaire. Elle permet de décrire la taille, l'aspect, la couleur, la consistance, le contour, l'opacité, et la forme des colonies obtenues (Denis *et al.*, 2007).

4.2. Etude microscopique par coloration de Gram

Etude microscopique constitue la coloration de base en bactériologie, puisqu'elle permet une classification des bactéries selon leur structure, leur forme, leur regroupement et leur Gram (Berrada, 2016). Ainsi, à partir de la culture purifiée, un frotti bactérien a été réalisé en étalant quelques colonies pures à la surface d'une lame au contact d'une goutte d'eau distillée stérile. Les lames sont ensuite fixées à la chaleur et soumises à une coloration par le violet de gentiane pendant 30 secondes, puis à une fixation de la coloration par lugol pendant une minute. Enfin, une décoloration par l'alcool suivie d'une nouvelle coloration par la fushine est appliquée pendant une minute chacune. L'observation microscopique permet de distinguer entre des bactéries Gram (+) colorées en violet et des bactéries Gram (-) colorées en rose.

4.3. Identification biochimique par la galerie API 20E

La galerie API 20E est un système standardisé pour l'identification des *Enterobacteriaceae* et autres bacilles à Gram négatif, elle comprend 20 tests biochimiques miniaturisés contenant un milieu réactionnel déshydraté. Les réactions produites pendant la période d'incubation se traduisent par des virages colorés spontanés ou révélés par l'addition de réactif.

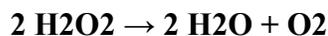
Une petite quantité d'eau est répartie dans les alvéoles du fond de la plaque Api afin de créer une atmosphère humide. La galerie est ensuite déposée de façon stérile dans la boîte d'incubation.

Parallèlement, une suspension bactérienne est préparée en dissociant 2 à 3 colonies dans 5 ml d'eau physiologique. Après ensemencement des 20 tests, la galerie est couverte puis incubée à 37°C pendant 18 à 24 h. L'interprétation des résultats s'effectue en se référant au tableau de lecture.

4.4. Test de catalase

La catalase a la propriété de décomposer l'eau oxygénée avec dégagement d'oxygène, c'est l'action directe de l'enzyme qui est mise en évidence dans la masse bactérienne. Ce test est appliqué pour les cocci Gram positif, il permet de différencier entre les *Streptococcus*, les *Micrococcus* et les *Staphylococcus* (Jaouhar, 2017).

A partir de la culture de cocci Gram positif purifiée, une ou deux colonies sont mises sur une lame stérile. Une réaction positive se traduit par un dégagement gazeux d'oxygène suite à l'élimination du peroxyde d'hydrogène selon la réaction suivante : au contact d'une goutte d'eau oxygénée à l'aide d'une pipette pasteur



4.5. Test de coagulase

Ce test consiste à mettre en évidence la coagulase libérée dans le milieu extérieur. Le plasma de lapin est un milieu idéal pour la recherche de la coagulase libre de *Staphylococcus aureus*, sa production permet de différencier les souches de *Staphylococcus aureus* des autres

souches staphylococciques blanc, puisqu'elles provoquent une coagulation du plasma (Joffin et Leyral, 2001) le plus souvent au cours des 3 premières heures.

La détection de coagulase s'effectue en mélangeant dans un tube à hémolyse 0.5 mL de plasma de lapin avec 0.5 mL d'une culture de 24 h en bouillon, le mélange est placé à l'étuve à 37°C, et incubé pendant 24 heures. Un test positif se traduit par la formation d'un coagulum (Afissa, 2014).

5. Etude de la sensibilité aux antibiotiques

Une suspension bactérienne préalablement préparée et incubée à 37°C pendant 24h, est ajustée à une DO 625 nm comprise entre 0.08 et 0.1 ce qui correspond à une charge bactérienne de 10^8 UFC/mL. Après une dilution au 1/100 ($=10^6$ UFC/mL), l'ensemencement des boites de pétries contenant de la gélose Mueller Hinton est accompli par écouvillonnage.

L'interprétation des résultats est effectuée selon les normes et les recommandations du Comité de l'Antibiogramme de la Société Française de Microbiologie (CASFM, 2008). Les disques antibiotiques testés (Bioanalyse) sont illustrés dans le tableau 3.

Tableau3 : les antibiotiques testés vis-à-vis les souches isolés.

L'antibiotique	G-	G+
Ampiciline	AMP (10 µg)	AMP (10 µg)
Amoxicillin	AMC (30 µg)	
Céftazidine	CAZ (30 µg)	
Imipenème	IMP (10µg)	
Cefotaxime	CTX 10 µg)	
Cloistine	CT (10 µg)	
Erytromycine		E (15µg)
Clindamycine		DA (2 µg)
Vancomycin		VA(30 µg)
Oxaciline		OX (5µg)
Ciprofloxacine		CIP (5 µg)

RÉSULTATS
ET
DISCUSSIONS

1. Prélèvement et identification

Entre le 01 février et le 30 mars 2019, un total de 33 prélèvements ont été analysés, 19 prélèvements à partir des dispositifs médicaux et des surfaces, 4 prélèvements à partir des mains de deux chirurgiens, 1 prélèvement d'eau du robinet, 4 prélèvements de l'air dans les 3 salles d'interventions et 5 prélèvements à partir des sites opératoires chez les patients.

Sur les 28 prélèvements réalisés au bloc opératoire, nous avons noté un pourcentage de contamination 79% avec 22 prélèvements positifs et 21% soit 6 prélèvements négatifs (Figure 03). Cette contamination a été retrouvée le plus souvent sur les tables d'opérations, les tables à instruments, les conteneurs de matériels, les vêtements chirurgicaux, les chariots, les vestiaires, les lits, les lampes scialytiques, les lavabos et leurs siphons, l'humidificateur, la port, le sol, l'air, et l'eau.

Au niveau de l'air ambiant seul un des quatre prélèvements effectués était positif avec un nombre de colonies négligeables (entre 2 et 5 UFC/cm³), ceci peut expliquer par la bonne maîtrise de l'air au niveau du bloc opératoire en utilisant le système de ventilation adaptée dans l'EH Benzerjeb d'Ain Témouchent.

L'eau du bloc opératoire analysé, présente aussi un nombre de colonies négligeables de 23 UFC/ml, Cet eau s'est révélée propre parce qu'elle est exempte de micro-organismes pathogènes et de qualité bactériologique parfaitement maîtrisée. Cela confirme l'efficacité du traitement de l'eau pour la ressource privée.

Les mains des chirurgiens prélevées se sont révélées souillées avant le lavage chirurgical. Cependant, aucune bactérie n'a été identifiée après lavage chirurgicale cela confirme l'efficacité du savon bétadinique.

Sur le matériel chirurgical utilisé au moment des interventions, les résultats sont positifs après désinfection et négatifs après stérilisation. La contamination importante observée au niveau du petit matériel et de l'équipement pourrait s'expliquer par une défaillance des procédures de désinfection du matériel chirurgical ou le produit désinfectant utilisé n'est pas efficace.

Les résultats obtenus des prélèvements des surfaces après nettoyage présente une contamination importante par différentes flores bactériennes qui représentent une part non négligeable dans la cause de l'infection nosocomiale d'où de nombreuses observations ont suggéré que la contamination retrouvée après nettoyage résultait souvent de l'application

inappropriée des procédures de nettoyage (Frabetti, 2009). Cela nécessite un bio-nettoyage efficace et un contrôle bactériologique périodiques au BO de l'EH Benzerjeb d'Ain Témouchent.

Ce taux important de contamination est comparable à celui retrouvé dans les hôpitaux universitaires de Strasbourg par Meunier *et al* en 2005 et à celui retrouvé aux CHU de sylvanus olympio a lome au Togo par Dossim *et al* en 2015, où les taux de contamination des blocs opératoires étaient respectivement de l'ordre de 87 % et 51.11%. Cependant, l'étude réalisée à Kénitra, a montré un taux de positivité plus faible que celui que nous avons trouvé, soit 16% (Saouide *et al.*, 2014). Le niveau de contamination varie en effet qualitativement et quantitativement au cours du temps et en fonction des blocs opératoire et des patients (Berrada *et al*, 2016). Cette contamination importante observée au niveau du bloc opératoire pourrait s'expliquer par une défaillance des procédures de désinfection et du nettoyage (Gbonon *et al.*, 2000 ; Frabetti, 2009).

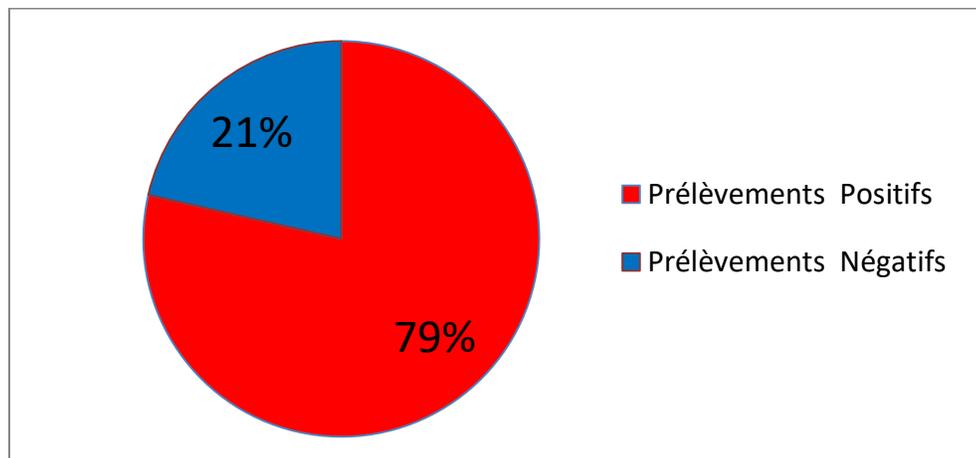


Figure 3: pourcentage de contamination % sur le totale des prélèvements au bloc opératoire.

2. Etude microscopique par coloration de Gram

L'ensemencement des prélèvements sur les 3 milieux sélectifs a permis l'obtention de colonies de différents aspects :

- Des colonies caractéristiques des entérobactéries et de non entérobactéries sur le milieu MacConkey. Avec une coloration rose et une forme de bacille regroupé en deux ou en amas (Annexe 2).

-Des colonies caractéristiques des bactéries halophiles de couleur jaune dorée avec le virage du milieu au jaune (mannitol +) ou blanc sans virage du milieu (mannitol-) avec une coloration violette de leur parois et une forme de cocci regrouper en grappe de raisin sur milieu Chapman (Annexe 4).

-Des colonies caractéristiques des bactéries formant une hémolyse sur la gélose au sang, avec une paroi gram (+), de forme bacille ou cocci regroupé en courte chainettes (Annexe 3).

La prédominance des bactéries gram positive dans cette étude est similaires à ceux retrouvés par des études réalisées en Côte d'ivoire par Gbonon et al (2000), ou les bactéries Gram positif étaient prédominante avec 85.5%. Une autre étude réalisée par Dossim et al au Togo concernant l'écologie bactérienne de l'environnement du bloc opératoire a montré un taux de l'ordre 83% des bactéries Gram positives et 17% des bactéries à Gram négatives.

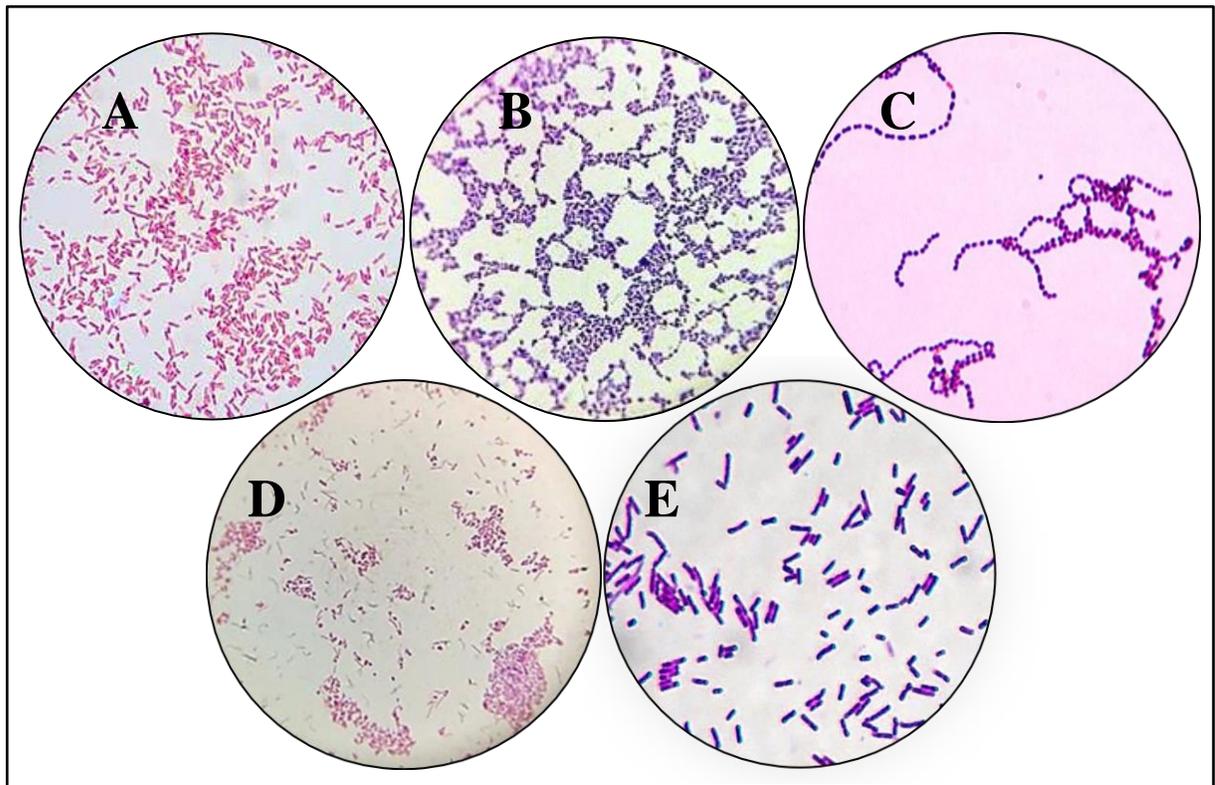


Figure 4 : observation microscopique après coloration de Gram (Grossissement x 100).

A : Bacilles Gram -; **B :** Cocci en grappe

de raisin Gram +; **C :** Cocci en chainette Gram+ ; **D :** Coccobacille Gram - ; **E :** Bacilles Gram +.

3. Identification bactérienne

Au total 39 (78%) bactéries gram positif et 11 (22%) bactéries gram négatif ont été isolées.

Sur l'ensemble des bactéries gram positif, le test de catalase a permis l'identification des staphylocoques caractérisés par une catalase (+) et des streptocoques caractérisés par une catalase (-). Le test coagulase a permis quant à lui l'identification des espèces *staphylococcus aureus* à coagulase positive, des autres espèces staphylocoques blanc à coagulase négative (Figure 06). Enfin sur l'ensemble des bactéries gram négatif, la galerie API 20 E a permis de mettre en évidence, les espèces *Pseudomonas aeruginosa* (biotype 2206000), *Acinetobacter baumannii* (biotype 0204042), *Pseudomonas fluorescens* (biotype 2200000) (Figure 7).

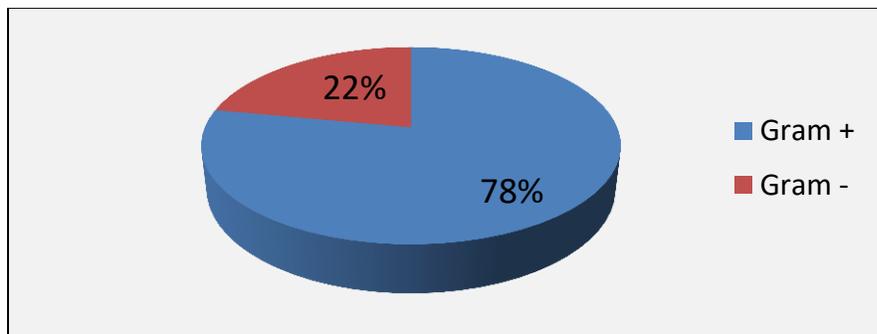


Figure 5 : Répartition des souches selon la coloration de Gram.

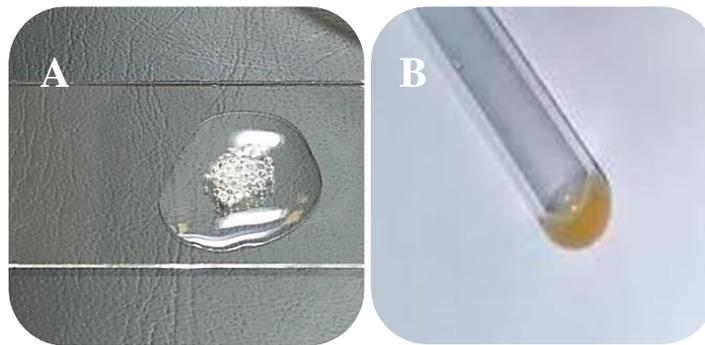


Figure 6: identification des staphylocoques.

A : Résultat de test catalase, B : Résultat de test coagulase.



Figure 7 : résultats d'identification sur galerie API 20E.

A : *Acinetobacter baumannii* (biotype 0204042), **B** : *Pseudomonas fluorescens* (biotype 2200000), **C** : *Pseudomonas aeruginosa* (biotype 2206000).

Sur l'ensemble des prélèvements, un total de 50 isolat bactériens ont été récoltés .Les germes les plus fréquemment isolés au bloc opératoire sont : les *Streptocoques sp* qui viennent en première position avec 37% (N=15), suivies des *Staphylocoques aureus* qui viennent en deuxième position avec 17% (N=7), les *Staphylocoques blanc* et les *Acinetobacter baumannii* arrivent en 3^{ème} position avec 13% (N=5). Enfin les *Bacillus sp*, les *Pseudomonas aeruginosa*, *Pseudomonas fluorescens* viennent en dernière position avec respectivement de 10 % (N=4) et 5% (N=2) (Figure 08).

Pour les germes isolés à partir des plaïs des patients infectés, les *Staphylocoques aureus* occupent la première place avec un total de 46% (N=4), suivi par *Bacillus sp* et *Pseudomonas aeruginosa* avec une proportion de 18% (N=2), ainsi que *Streptocoques sp* et les *Staphylocoques blanc* avec un taux de 9% (N=1) (Figure 09).

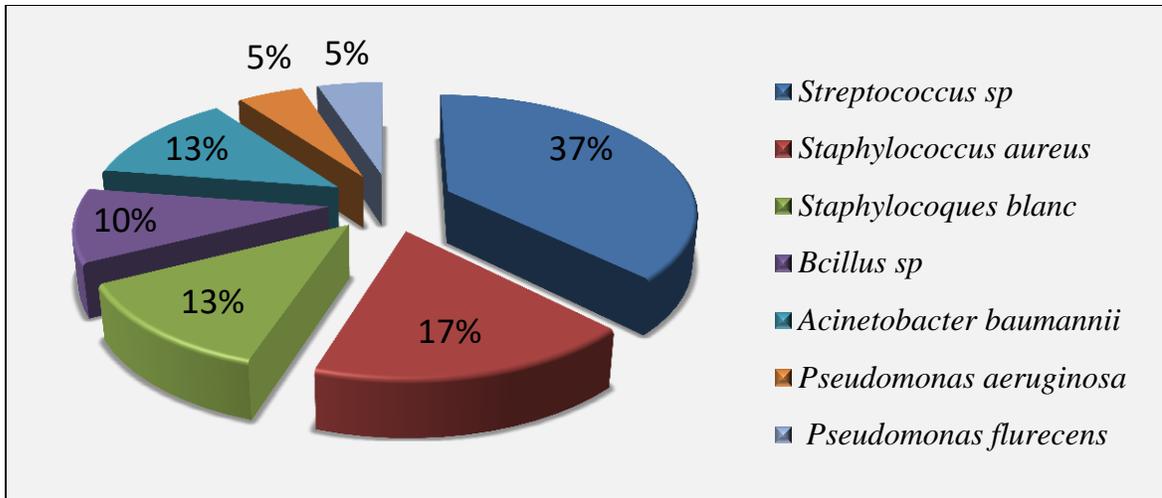


Figure 8 : Répartition des germes isolés à partir du bloc opératoire.

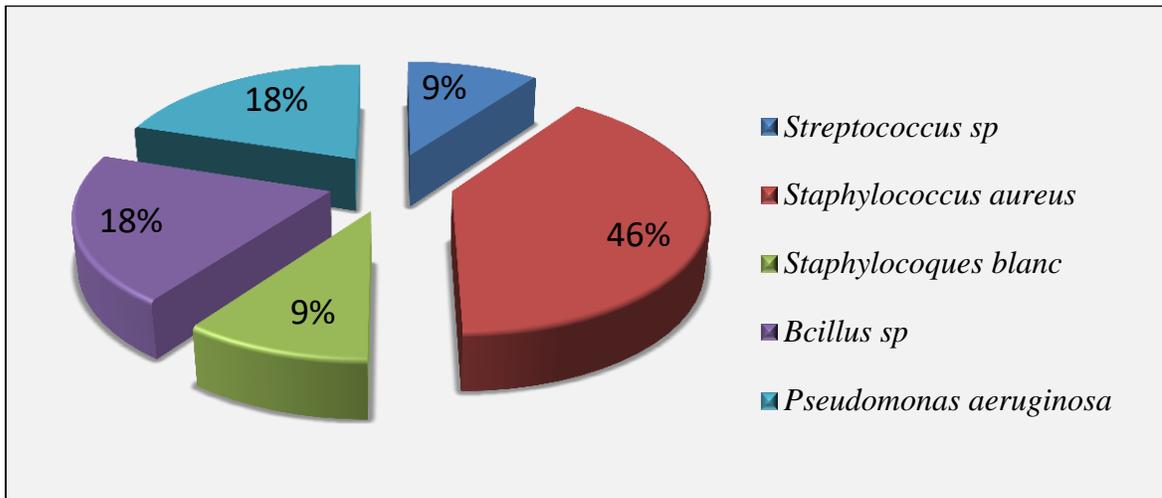


Figure 9 : Répartition des germes isolés à partir des patients.

La famille des *Micrococcaceae* est la plus abondante et dominante dans ce bloc opératoire, les *Streptocoques sp* (37%) qui sont des ubiquistes, vivent même à l'état commensal de l'homme et sont responsables de nombreuses infections dans la nature. L'étude de Belili Zahoua et Djoudi en 2017 au niveau du secteur sanitaire de Ghardaïa valide ces propos.

Quant aux *Staphylocoques* (17%), leur présence peut être expliquée par le fait qu'ils existent dans l'environnement mobilier (l'air, eau, sol), matériaux médicaux, cheveux et vivent très fréquemment à l'état commensal sur la peau et les muqueuses des êtres humains (Berch et al, 1989). Selon une étude réalisée par Saouide el ayne *et al* (2014) au Maroc, celle-ci a montré que parmi les germes isolés du BO, les *Staphylococcus aureus* occupent la troisième place (20%)

après les *Staphylococcus à coagulases négative*, ce qui est contraire à nos résultat puisque les *SNC* étant moins prédominant (13%). En effet plusieurs études prouvent que cette espèce bactérienne est la plus fréquemment isolée des infections nosocomiales et elle est l'agent causal le plus répandu dans les infections associées au BO (Otto, 2012).

Les *Acinetobacter baumannii* ainsi que les espèces de *Pseudomonas spp* isolées du bloc opératoire de l'EH du Docteur Benzerdjeb sont beaucoup moins fréquentes ce qui est en accord avec l'étude de Chablou en 2011 qui a montré que *P. aeruginosa* était responsable de 10% des infections nosocomiales. Tandis que l'étude réalisée par Gbonon *et al* (2000) a montré que parmi les Bacilles Gram négatif non Entérobactéries trouvés au sein du BO, *Pseudomonas aeruginosa* était en première position avec 16.5% des isolats suivi par *Acinetobacter baumannii* dans 7.8% des cas.

Le problème qui cause une grande gravité de ces deux espèces bactériennes réside non seulement dans leurs caractères de multi-résistance mais également dans leur longue survie dans le milieu extérieur. En effet, l'étude d'Oie (2001) sur la contamination et la survie de *Pseudomonas aeruginosa* à de l'hôpital, a montré que dans 26.7 des éponges utilisées en milieu hospitalier, cette bactérie peut survivre pendant plus de 2 mois même lorsque l'éponge s'asséchait. *Acinetobacter baumannii* est en deuxième position avec 7.8% des cas, cette bactérie se distingue également par son caractère multi-résistant. Ceci est prouvé par D'Agata *et al en* 2000 lors d'une épidémie d'infection nosocomiales à *Acinetobacter baumannii* au Tennessee aux USA, qui a mis en évidence le rôle de la transmission croisée entre les patients.

Sur les plaies infectées, l'apparition des espèces similaires (les *Staphylocoques aureus*, *staphylocoques blanc*, *Bacillus sp*, *Pseudomonas aeruginosa et streptocoques sp*) que ceux retrouvées dans le bloc opératoire suppose que les infections développées chez ces patients sont dues à la contamination des sites opératoires par des micro-organismes au cours de l'acte chirurgicales.

4. Etude de la résistance aux antibiotiques

Un antibiogramme complet a été réalisé sur 50 isolats. Etant donné leurs phénotypes de résistance très différents, les résultats sont résumée dans le tableau 4 et 5.

L'ensemble des isolats à gram négatif ont montré une forte résistance à l'ampicilline, Amoxicillin, Céftazidine, Cefotaxime à l'exception des isolats de *Pseudomonas fluorescens* qui était sensible à la céftazidime. L'imipenème et la colistine reste actif sur la totalité des isolats (tableau 4).

Ces résultats sont similaires à ceux retrouvés par Bassole en 2011, où des isolats de *P. aeruginosa* prélevés de plaiis opératoires ont présenté une sensibilité à l'imipenème, et à la clostine, la gentamicine, la ciprofloxacine. Une étude marocaine menée à casa en 2000 a montré que ces souches étaient sensibles à l'imipenème, et résistantes à la Amoxicilline, les céphalosporines, à la Nétilmicine, à la Gentamicine et la Tobramycine (Nachchar *et* Harti., 2000).

L'ensemble des isolats gram positif ont montré une résistance à l'oxacilline à l'exception d'un seul isolat de *Bacillus*. Pour les *Staphylococcus aureus* et les *Staphylocoques blancs* aucune autre résistance n'a été observée pour le reste des ATB (tableau 5).

À l'opposé les streptocoques isolées ont montré une forte résistance à l'érythromycine avec 13/15 isolat cependant la Clindamycine, la Ciprofloxacine et la Vancomycine reste actif avec seulement 1/15 isolat résistante à la Vancomycine, 2/15 isolat résistants à la Ciprofloxacineet aucune résistance à la Clindamycine.

Enfin, les espèces de bacillus présentent le meilleur profil de résistance puisque tous les isolats étaient résistants à tous les antibiotiques à l'exceptions de l'isolat *B.s2*, *B.s7* et *B.s12* qui étaient respectivement sensibles à l'érythromycine, l'oxacilline, l'ampicilline.

En effet, la résistance des staphylocoques a été relevée par beaucoup d'auteurs qui ont parlé d'infections liés aux soins (Boyce, 2007; Merah, 2009; Gbonon, 2000). Tandis qu'une étude faite par Dossim *et al* en 2017 montre que les souches isolées *Staphylocoques* de dispositifs médicaux étaient plus résistantes à la pénicilline (56,25%) ainsi qu'à l'érythromycine (37,5%), et moins résistantes à la kanamycine (6,25%) et la tobramycine (6,25%).

De même, une étude réalisée par Rémi Bernard en 2007 à Marseille sur la résistance à la bacitracine chez *Bacillus spp*, a prouvé que cette bactérie est multirésistante pour la majorité des antibiotiques. Heureusement, le taux de la présence de cette bactérie au bloc opératoire dans notre étude est faible (10%), en tant qu'elle est classé parmi les bactéries non pathogènes qui ne

représente aucun risque de contamination chez les patients, (Froyshov et Laland, 1974; Konz et al., 1999; Chen et al., 1995; Duitman et al., 1999).

Tableau 4 : profil de résistance aux antibiotiques des germes Gram- isolés.

ATB Souches		Polymyxines	Bêta-lactamines				Quinolones
		CT	AMP	AMC	CAZ	CTX	IMP
<i>Ab</i>	1	S	R	R	R	R	S
	6	S	R	R	R	R	S
	13	S	R	R	R	R	S
	17	S	R	R	R	R	S
	30	S	R	R	R	R	S
<i>Pf</i>	9	S	R	R	S	R	S
	16	S	R	R	S	R	S
<i>Pa</i>	4	S	R	R	R	R	S
	15	S	R	R	R	R	S

A.b : *Acinetobacter baumannii*, P.a : *Pseudomonas aëroginosa* , P.f : *Pseudomonas aëroginosa* *fluoréscence*

Tableau 5 : profil de résistance aux antibiotiques des germes Gram+ isolés.

ATB Souches		Macrolides	Lincosamides	Bêta-lactamines		Glycopeptides	Quinolones
		E	Da	OX	AMP	VA	CIP
<i>S.a</i>	3	S	S	R	S	S	S
	5	S	S	R	S	S	S
	9	S	S	R	S	S	S
	12	S	S	R	S	S	S
	16	S	S	R	S	S	S
	17	S	S	R	S	S	S

<i>S.b</i>	30	S	S	R	S	S	S
	6	S	S	R	S	S	S
	8	S	S	R	S	S	S
	11	S	S	R	S	S	S
	13	S	S	R	S	S	S
	30	S	S	R	S	S	S
	31	S	S	R	S	S	S
<i>B.s</i>	2	S	R	R	R	R	R
	7	R	R	R	S	R	R
	12	R	R	S	R	R	R
	18	R	R	R	R	R	R
<i>St</i>	1	R	S	R	R	S	S
	2	R	S	R	R	S	S
	3	R	S	R	R	S	S
	4	R	S	R	S	S	S
	5	R	S	R	R	S	S
	6	S	S	R	R	S	R
	7	R	S	R	R	S	S
	8	R	S	R	S	S	S
	9	R	S	R	R	R	S
	11	R	S	R	R	S	R
	16	S	S	R	S	S	S
	17	R	S	R	R	S	S
	25	R	S	R	S	S	S
	26	R	S	R	S	S	S
	30	R	S	R	S	S	S

Sa :*Staphylococcus auréus* , S.b : *Staphylocoques blancs* , B.s :*Bacillus subtilis*, S.t :
Streptococcus sp.

CONCLUSION

Les infections nosocomiales qui se développent sur le site opératoire pèsent lourdement sur la morbidité, la mortalité et les coûts de la santé. Elles représentent une complication inacceptable car le plus souvent évitable de la chirurgie. Malgré les progrès réalisés au cours des dernières décennies en matière de prévention des infections du site opératoire, cet événement indésirable, reste relativement fréquent et a encore un impact certain sur les patients et la santé publique.

Le bloc opératoire reste l'environnement le plus affecté par le risque d'ISO, favorisé par le risque de contamination bactérienne préopératoire, le terrain du patient et la qualité de l'acte opératoire. C'est à dire l'importance de la prévention qui ne peut se concevoir sans un système de surveillance épidémiologique à mettre en place dans tous les hôpitaux.

Arrivé au terme de cette étude, celle-ci a montré un taux important de contamination au niveau du bloc opératoire de l'hôpital Dr benzardjeb. Les différents prélèvements effectués sur l'environnement du bloc opératoire, les surfaces, les DM, le personnel, l'air, l'eau ainsi que ceux effectués sur les plaies opératoires, montrent que les principaux germes isolés et qui peuvent être en cause des infections nosocomiales sont dominés par la présence des *streptocoques sp*, des *Staphylococcus aureus*, et des *staphylocoques blancs* suivit des *Bacillus sp*, les *Acinetobacter baumannii*, des *Pseudomonas*.

Les prélèvements effectués sur les plaies infectés montrent l'existence des germes préalablement retrouvés au sein du bloc opératoire, permettant aussi de reconnaître les origines de contamination et de déclenchement des infections nosocomiales.

Dans un second temps, l'étude de la résistance aux antibiotiques a révélé des taux alarmants de résistance pour la plupart des germes isolés. En revanche, l'imipenème, la colistine et la Vancomycin restent actives sur l'ensemble de ces isolats, ce qui maintient l'efficacité de ces antibiotiques dans le traitement des infections dues à ces bactéries. Entre temps, la seule souche isolée du genre *Bacillus* était multirésistante à divers antibiotiques testés, heureusement cette bactérie représente une part négligeable dans la cause de l'infection nosocomiale puisqu'elle fait partie non seulement des bactéries non pathogènes mais aussi parmi les bactéries produisant des molécules à effet d'antibiotique.

Dans le cadre de lutte contre les infections nosocomiales, ce travail montre l'importance de la prévention au sein du bloc opératoire qui constitue un des moyen initial pour limiter le

risque d'infection de site opératoire. Cette lutte consiste en une maîtrise des méthodes de pré-désinfections des dispositifs médicaux afin de faciliter l'étape ultérieure de la désinfection ou de stérilisation du matériel, mais aussi un nettoyage approprié des surfaces présentes au sein du bloc opératoire à savoir : les tables, les lits, les sols les murs, et toutes les surfaces susceptibles d'entrer en contact avec le malade au moment de l'intervention.

Enfin, des formations en hygiène hospitalière doivent être entreprises avec le personnel de nettoyage pour une meilleure efficacité de celle-ci.

RÉFÉRENCES
BIBLIOGRAPHIQUE

A

- **Afissa, H, S. (2014).** *Etude de l'antibiorésistance des souches de staphylocoques isolées à partir des dispositifs médicaux à l'hôpital de Mohamed Boudiaf Ouargla.* (Memoire de master). Université Kasdi Merbah-Ouargla.
- **AFNOR - Norme NF E N ISO 13485. (2012).** Dispositifs médicaux : Système de management qualité–Exigences à des fins réglementaires.
- **Ahnou A et Coll. (1992).**L'antibioprophylaxie dans un service de Chirurgie générale en milieu africain : étude préliminaire de 120 cas au CHU de Treichville. *Med Afr,1992;* 124 : 38-41.
- **ALLION, 2004.** Environnement des bactéries et sensibilité aux biocides : Mise au point d'une technique rapide pour déterminer in situ l'efficacité bactéricide d'agents antimicrobiens, pour obtenir le grade de Docteur de l'ENSIA. Ecole Doctorale Agriculture Biologie et Santé.
- **Allou, K. R. S., & El Harti, J. (2018).** Cartographie de la gestion des risques de la prédésinfection des dispositifs médicaux en milieu hospitalier. Cas de la stérilisation centrale de l'hôpital Ibn Sina, Rabat. *Le Pharmacien Hospitalier et Clinicien*.doi:10.1016/j.phclin.2018.05.004
- **Amira Amraoui, Assma Benbachir. (2018).***L'origine des infections associées aux soins dentaires* (Mémoire de master). Institut des Sciences. Département des Sciences de la Nature et de la Vie : Centre universitaire d'ain Temouchent.
- **Atif MI, Beddek M, Bezzaoucha A, Bouyoucef .(2010).** Prolongation du séjour post-opératoire et surcoûts liés aux infections du site opératoire dans un service de neurochirurgie . ALGERIE.
- **AVRIL JL, CARLET J. (1998).** Aux origines de la lutte contre les infections nosocomiales. In : *Lesinfections nosocomiales et leur prévention.* Bargue (France) : *Ellipses*: 33-35.
- **Ayliffe GAJ, (1991).** Role of the environment of the operating suite in surgical wound infection. *Reve Infect. Dis.* 13 (Suppl 10) : S800-4

B

- **Barbeau J., Gauthier C., Payment P. (1998).** Biofilms, infections agents, and dentalunit waterlines: a review. *Canadian Journal of Microbiology*, 44, 1019-1028.
- **Barbut, F. (2005).** Les Infections Nosocomiales De L'Adulte En 2005 : *Bilan Et Perspectives*. *Revue Francophone Des Laboratoires*, 2005(376), 27–36.doi:10.1016/s1773-035x(05)80104-2
- **Baudin C. L. F. (2012).** Prévention des infections nosocomiales au centre hospitalier universitaire vétérinaire d'ALFORT : Étude bibliographique, évaluation expérimentale de l'hygiène des mains et rédaction de recommandations concernant l'hygiène des mains.
- **Bassole, I. (2011).** profil bactériologique des suppurations postopératoires dans les services de chirurgie digestive et de chirurgie traumatologique du centre hospitalier universitaire –Yalgado Ouedraogo (CHU-YO),(Burkina Faso) :donnée colligée du 1er août 2010 au 30 juillet2011.thèse de doctorat. Université d'Ouagadougou.
- **Beaugas, Annette, Alain Guey et Jean Claude Guichard. (2006).** Exigences et maintenance d'une installation de traitement d'air. *Journées nationales d'études sur la stérilisation*. Tours. 51 pages.
- **Belili Zahoua et Djoudi Fatma. (2017).***Profil de la résistance de Staphylococcus aureus aux antibiotiques au secteur sanitaire de Ghardaïa*. (Mémoire de D.E.S en Microbiologie). Université Kasdi Merbah – Ouargla, (2006).
- **Bechina, Z. Assami, H. (2014).** Généralités sur les Infections Nosocomiales (thèse de magistère en microbiologie, Université Hadj Moktar, Annaba).
- **BENSAID F. (2016).** *Contrôle qualité de l'unité centrale de préparation de chimiothérapie cas de l'institut national d'oncologie Rabat.*, (Thèse du Doctorat en Pharmacie, N° : 46). Faculté de médecine et de pharmacie-Rabat.
- **Berch, P., Caillard, JL., Simow, M. (1989).**Bactériologie des infections humaines. France. p.267-275.
- **Berkelman RL, Martin D, Graham DR, et al. (1982).** Streptococcal wound infections caused by a vaginal carrier. *JAMA* .247:2680-2.
- **Berrada, S. (2016).** Gestion du risque infectieux en hémodialyse par la mise en place d'une démarche qualité : cas du centre d'hémodialyse de l'hôpital EL GHASSANI .Thèse de doctorat .Faculté des sciences Dhar EL Mehrez Fes.

- **Bone R.C., Balk ra., Cerra Delinger R.P., Fenam., Knaus W.A. et al. (1992).** ACCEP/SCOM consensus conference:definition of sepsis and organ failure and guidelines for the use of innovation therapeinsin sepsis. *Chest* 1992; 101:1644-1655.
- **Bouaziz, S., Ramdane, A. (2005).** *Contrôle de l'état général d'hygiène Au niveau de service des urgences de L'hôpital de Med Boudiaf.* (Mémoire du Diplôme des Etudes Supérieures en Biologie). Faculté des Sciences et Sciences de l'Ingénieur :Université kasdi Merbah –Ouargla.
- **Boyce JM. (2007).** Environmental contamination makes an important contribution to hospital infection. *J Hosp Infect.*65:50-4.
- **BOYE CS., SOW., Al. (2010).** Les infections nosocomiales : principaux agents responsables.1-9p.
- **Brahimi Ghania. (2015).***Impact de l'application de la procedure check-list sur l'incidence des infections du site operatoire chez les femmes cesarisees au service de gynecologie-obstetrique du chu de beni messous.* (Thésedu doctorat en sciences medicales). Faculte de medecine d'alger. Universite d'Alger 1 Benyoucef Benkhedda.
- **Benchouk Ghernaout Samia. (2013).** Prevalence du portage nasal de *staphylococcus aureus* : son role dans l'infection du site operatoire.(Thèse du doctorat). Faculté de Médecine B.. Benzerdjeb. Universite Aboubekr Belkaid – Tlemcen.

C

- **Commission Européenne. (2011).** Communication de la Commission au Parlement Européenet au Conseil; Plan d'action pour combattre les menaces croissantes de la résistance auxantimicrobiens; Direction générale de la santé et des consommateurs; Bruxelles ; p: 2.
- **Centre de Coordination de la lutte contre les infections nosocomiales C.CLIN. (1999).** Recommandations pour les contrôles d'environnement dans les établissements de Santé. Rennes : *C.CLIN, octobre* . Inter Région Ouest.
- **Chablou, M. (2011).** Les infections nosocomiales au service de réanimation polyvalente de Fès (Thèse de doctorat). Universite Sidi Mohammed Ben Abdellah.
- **Chabni, N., Regagba, D., Meguenni, K., Ghomari, S. M., & Smahi, M. C. (2015).** Facteurs de risque de l'infection nosocomiale au niveau du service de

néonatalogie polyvalente de l'établissement hospitalier spécialisé mère-enfant de Tlemcen à l'Ouest algérien. *Journal de Pédiatrie et de Puériculture*, 28(2), 71–79. doi:10.1016/j.jpp.2015.02.006.

- **Chamoune, 2009.** Infectieux - Le risque d'infections nosocomiales en réanimation, Etudiante infirmière en 3ème année. Présentation de la formation · TFE - Travail de fin d'étude · DE -Diplôme d'Etat · Initiative s et projets · Archives programme.
- **Chen, C.L., Chang, L.K., Chang, Y.S., Liu, S.T., Tschén, J.S. (1995).** Transposon mutagenesis and cloning of the genes encoding the enzymes of fengycin biosynthesis in *Bacillus subtilis*. *Mol Gen Genet* 248: 121-125.
- **Coignard, Dr Bruno. (2012).** Infections associées aux soins : épidémiologie et stratégie de lutte. *DESC Maladies Infectieuses* .s.l., Institut de veille sanitaire, Saint-Maurice.
- **Combet., Michel. (2009).** Salles propres à l'hôpital : un historique. Salles propres : le magazine de la maîtrise de la contamination, n° 61 (avril /mai), p. 45.
- **COTEREHOS. (1995).** L'eau dans les établissements de sante. DRASS Rhone-Alpes.
- **CASFM. (2008).** Comité de l'antibiogramme de la société française de microbiologie. <http://www.sfm.asso.fr/>.
- **Chalfine A, Carlet J. (2002).** Les infections liées aux soins médicaux. *adsp*. 38, 24-26.
- **Chalfine Annie. (2004).** Prévention et surveillance des infections du site opératoire. *Le praticien en anesthésie-réanimation*, 2004, 8, 2, 156.

D

- **D'AGATA AM., THAYER V., SCHAFFNER W. (2000).** An outbreak of *Acinetobacter baumannii*: the importance of cross-transmission. *Infect Control Hosp Epidemiol* : 21 [9] : 588-91.
- **Denis F., Ploy M-C., Martin C., et al. (2007).** Bactériologie médicale. 2ème Edition. Ellipses. Paris. 573p.
- **Dadé B.S.B.B . (2008).** Etude des facteurs associés aux infections des plaies opératoires à l'hôpital zone de Ouidah. (Master en Epidémiologie). Université d'Abomey Calavi.
- **S. Dossim ., A.Gozo., K. Teko-Agbebe., M. Salou1., D.K. Ekouevi 4, D. Dosseh, V. Godonou1, Akakpo Numado, H. Tekou, M. Prince David et A. Dagnra. (2017).** Ecologie bactérienne de l'environnement et du matériel lors des différentes étapes de

sterilisation au bloc operatoire du chu sylvanus olympio a lome au togo. rev. Cames sante vol.5, n° 2.

- **Duitman, E.H., Hamoen, L.W., Rembold, M., Venema, G., Seitz, H., Saenger, W., Bernhard, F., Reinhardt, R., Schmidt, M., Ullrich, C., Stein, T., Leenders, F., and Vater, J. (1999).** The mycosubtilin synthetase of *Bacillus subtilis* ATCC6633: a multifunctional hybrid between a peptide synthetase, an amino transferase, and a fatty acid synthase. *Proc Natl Acad Sci U S A* 96: 13294-13299.

E

- **Emmerson M. (1992).** Environmental factors influencing infection, In Taylor EW. (Ed) *Infection in surgical practice*, pp 1-7 Oxford University Press, Oxford, New-York, Tokyo.
- **Essomba Noel. (2005).** **Infections nosocomiales et expertises judiciaires.** Faculte de medecine. Université de Nancy.

F

- **Fournel, L. (2017).** Les infections du site opératoire. *Revue Francophone de Cicatrisation*, 1(2), 27–30.doi:10.1016/s2468-9114(17)30345-6.
- **Frabetti A., Vandini A., Balboni P., et al. (2009).** Experimental evaluation of the efficacy of sanitation procedures in operating rooms. *Am J Infect Control*. 37:658.
- **Froyshov, O., and Laland, S.G. (1974).** On the biosynthesis of bacitracin by a soluble enzyme complex from *Bacillus licheniformis*. *Eur J Biochem* 46: 235-242.
- **Flous E (2017).** Contaminations croisées : comment les éviter ?.

G

- **Gandjbakhch, Iradj. (2009).** Bloc opératoire . *Bulletin de l'academie de médecine*, vol. 193, n°4, p. 981-988.
- **Gbonon V. C., Guessenn Kouadio N., Kouassi- M'Bengue A., Kacou-N'Douba A., N'Guessan Kouassi R., Faye-Kette H., et al. (2000).** Contrôles bactériologiques de l'environnement des blocs opératoires dans un pays en développement : cas du CHU de Treichville à Abidjan en l'an 2000. *Revue Bio-Africa*. 4e éd. 7-11

- **Gérard Pascal., Xavier Pouliquen., Yvan Guilbaud., Véronique Laloé. (2011).** Hygiène au bloc opératoire : hygiène, asepsie et prévention des infections chirurgicales. <http://fcsolidaire.free.fr> Chirurgie Solidaire. Herblay, France.
- **Girard R., Monnet D, Fabry J. (1993).**L'entretien des locaux. Guide technique d'hygiène hospitalière, pp 54-129, Fondation Marcel Mérieux, Lyon.
- **Girou E., Buisson C.B. (1999).***Incidence et facteurs de risque des infections nosocomiales en urologie*, CRETEIL 1999.
- **Guetarni Nadia. (2014).** les infections du sites opératoire au CHU d'oran. (these du doctorat en science médicale). département de médecine. Université d'oran.
- **Guignard JP, Glenat MC, Riondet G. et al. (1994).** Decontamination, bio-nettoyage. d&infection, sterilisation. Paris : Editions hospitalieres.
- **Gribi, K. (2011).** Isolement et caractérisation de bactéries pathogènes nosocomiales dans deux milieux hospitaliers Chlef et Batna (mémoire de master, Université Hassiba).

H

- **Haddadi, A, Z, A. (2013).** Construction d'un score prédictif du risque nosocomial pour des patients de réanimation. Médecine humaine et pathologie. Université du Droit et de la Santé - Lille II, Français.
- **Herard A, Brasme L, Jaussaud R, Colin J, Vernet Garnier V, Lardennois B. (1998).** Place actuelle des staphylocoques à coagulase négative en urologie. *Progrès en Urologie*.8 : 579-585.
- **Honnart Thomas, M. (2004).** Apport de l'hygiène dans la qualité des soins en bloc opératoire d'ophtalmologie. *Journal Français d'Ophtalmologie*, 27(4), 424–428. doi:10.1016/s0181-5512(04)96156-6.
- **Horan TC, Gaynes RP, Martone WJ, Jarvis WR, Emori TG. (1992).** CDC definitions of nosocomial surgical site infections, 1992 : A modification of CDC definitions of surgical wound infections. *Am J Infect Control*. 17:271-274.
- **Hygie V. (1988).** Hygiène hospitalière, Ed : C et R, France, 410p.

I

- **Infect Control. (1986).** Guidelines for the Prevention and Control of Nosocomial Infections. CDC. 14 : 71–80.

J

- **Jacque Béraud .**Le technicien d'analyse biologique. pp : 870,881-883-884-886,891-1150-1157,1161.
- **Jaouhar Mourad. (2017).** Validation d'un protocole de désinfection des surfaces d'un service hospitalier.(Memoire de Master). Faculté des Sciences et Techniques. Université Sidi Mohammed Ben Abdellah.74p.
- **Joffin JN., Leyral G. (2001).** Microbiologie technique : Dictionnaire des techniques. Bordeaux : CRDP d'Aquitaine, 320p.
- **Johnson E.N., Burns T.C., Hayda R.A., Hospenthal D.R., Murray C.K. (2007).** Infectious complications of open type III tibial fractures among combat casualties. *Clin Infect Dis.* 45: 409-15.

K

- **Kitzis M. (1980).** Anatomie et physiologie du bloc opératoire. Paris: Tirésias. p. 71-8.
- **Konz, D., Doekel, S., and Marahiel, M.A. (1999).** Molecular and biochemical characterization of the protein template controlling biosynthesis of the lipopeptide lichenysin. *J Bacteriol* 181: 133-140.
- **Kakupa D K, Muenze P K, Baudouin B, Wilmet M D (2016).** Etude de la prévalence desinfections nosocomiales et des facteurs associés dans les deux hôpitaux universitaires de Lubumbashi, République Démocratique du Congo: cas des Cliniques Universitaires de Lubumbashi et l'Hôpital Janson Sendwe. *The Pan African Medical Journal.* 2016 ; 24:275.
- **Kientega s. Judith. Angela épouse pafadnam. (2012).** *Les infections du site opératoire : aspects épidémiologiques, cliniques, bactériologiques et thérapeutiques dans le service de chirurgie Viscérale du chuyo.* A propos de 55 ca. These en medecine. Université de ouagadougou. Burkina faso.

L

- **Labadie J-C, Gachie J-P, Serisé M.** La désinfection de contact comparaison avec les techniques traditionnelles. *Technique Hospitalière* 1983 ; (451) : 62-65.
- **Langlois Jean.(2000).** Les infections nosocomiales et les infections a l’occasion des soins hors de l’hospital . Rapport adopté lors de la session du Conseil national de l’Ordre des médecins.
- **Lemarié, C., Ramont, C., Brejon, V., & Barbut, F. (2013).** La contamination environnementale joue-t’elle un rôle dans la transmission des agents infectieux au bloc opératoire . *Revue Francophone Des Laboratoires*, 2013(453), 47–51.doi:10.1016/s1773-035x(13)72081-1.
- **Lionel Hugard. (2003).** Hygiène et soins infirmiers .2eme ed , pp :6-10-11-16- 18,21-32- 37-40-41-46-49.
- **Lucet J-C, Astagnau P.(1998).** Transmission des infections nosocomiales. Principes et prévention. In : Brucker G. infections nosocomiale et environnement hospitalier. Edition Médecine-Sciences. Flammarion, 1998: 6-10.

M

- **Mango. (2005).** Etude de l’efficacité de procédures de nettoyage et de désinfection des surfaces dans une unité de transformation laitière artisanale : cas G.I.E De NGUEKOKH. (Mémoire de diplôme d’étude approfondies de productions animales). faculté des Sciences et Technique. Université CHEIKH ANTA DIOP DE DAKAR,; N°7.
- **Margoud L. (2004).** Etude bactériologique des bactéries isolées en milieu hospitalier, thèse demagistère en microbiologie de l’environnement, Université Hadj Mokhtar, Annaba.
- **Méité S. Boni-Cissé C. Monemo P. Mlan Tanoa Ap. Faye-Ketté H. Dosso H. (2010).**Surveillance microbiologique des surfaces au niveau d’un établissement hospitalier de niveautertiaire : exemple du chu de Yopougon, abidjan, cote d’ivoire. *J. sci. pharm. biol.*, Vol.11, n°1 - 2010, pp. 73-81.
- **Merah Mostefa. (2009).** Contribution a l’étude qualitative de quelques groupes de bactéries isolées du bloc opératoire de l’établissement public Mohamed Boudiaf de Ouargla : profil et sensibilité aux antibiotiques. *Annales de la Faculté des Sciences et Sciences de l’Ingénieur.* 4e éd. 29-35.

- **Meunier, O., Meistermann, C., & Schwebel, A. (2009).** *Efficacité et limites des nettoyeurs vapeurs en milieu hospitalier. Pathologie Biologie, 57(3), 252-257.* doi:10.1016/j.patbio.2007.12.004.
- **Michel Montagne. (2007).** Entretien et nettoyage, cemea Groupe National Gestion Accueil MIS J. 2003. Hygiène hospitalière et infections nosocomiales, Ed : Formus Blouse brothers, 11p.
- **H. Migaud, E. Senneville, F. Gougeon, E. Marchetti, M. Amzallag, P. Laffargue. (2005).** Risque infectieux en chirurgie orthopédique. *CHRU de Lille, rue du 8 Mai 1945, 59037 Lille cedex, France EMC-Rhumatologie Orthopédie 2 ;151-172.*

N

- **Norme ISO sur l'air des salles conventionnelles. (2015).** Qualité de l'air au bloc opératoire et autres secteurs interventionnels. www.sfh.net
- **Nachchar I, Harti A. (2000).** Facteurs de risque des infections nosocomiales en milieu de réanimation chirurgicale : étude épidémiologique. Thèse pour l'obtention du doctorat en médecine. Faculté de médecine Casablanca. *Thèse N°37.*
- **Njall C, Adiego D, Bita A, Ateba N, Sume G, Kollo B, et al. (2016).** Écologie bactérienne de l'infection nosocomiale au service de réanimation de l'hôpital Laquintinie de Douala, Cameroun. *Pan Afr Med J [Internet]. 9 avr 2013 [cité 17 déc 2016];14.* Disponible sur: <http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC3683522/>

O

- **OIE S, KAMIYA A. (2001).** Contamination and survival of *Pseudomonas aeruginosa* in hospital used sponges. *Microbios. 105 (412) :175-81*
- **OMS (Organisation mondiale de la santé). (2010).** *Prévention des infections nosocomiales : Guide Pratique.*
- **Otto M . (2012).** Staphylococcal infections: mechanisms of biofilm maturation and detachment as critical determinant of pathogenicity. *Review of Medicine. 64:1-14.*

P

- **Pecquenard L. Le Priol C. Ledoux MC. Sauvageon A. (1991).** L'eau courante stérile à l'hôpital : principes et critères de choix des techniques de filtration. *Techniques Hospitalières: 553 : 63-6. 41.*

- **Pottecher B, Kammer C, Sittler M.A. Bihler P. (1990)** . Le nettoyage et la désinfection terminale des locaux en milieu hospitalier. 1ère partie : le nettoyage. Technique Hospitalière. (543) :47-52.
- **Pilly.E. (2004)**. Maladies infectieuses et tropicales. Collègues des universitaires demaladies. 19ème Ed : 2M2, Paris, pp 535-609.

Q

- **Qassimi, L. (2010)**. Epidémiologie des infections nosocomiales en milieu de réanimation (a propos de 147 cas). (thèse de doctorat). Université sidi Mohammed ben Abdellah. 186p.

R

- **Ranawat vs, Dowell jk. (2004)**. pressure sore prevention pads as an infective source in orthopaedic theatres. hosp infect. 56:318-20.
- **Rémi Bernard. (2007)**. Résistance à la bacitracine chez Bacillus subtilis. Biochimie [q-bio.BM]. Université de la Méditerranée - Aix-Marseille II. Français.
- **Rebiahi A. (2012)**. Caractérisation de souches de Staphylococcus aureus et étude de leur antibiorésistance au niveau du centre hospitalo-universitaire de Tlemcen, thèse en vue de l'obtention du diplôme de doctorat en biologie, P :1.
- **Reinert Philipe. (2010)**. développement et santé spécial hygiène n 199.
- **Riegel, P. (2003)**. Aspects bactériologiques des infections urinaires nosocomiales. *Médecine et Maladies Infectieuses*, 33, 255–265.doi:10.1016/s0399-077x(03)00178-1)
- **Rokiatou Sidibe . (2004)**. les infections post-operatoires dans le rotermann : *Infection après une cholécystectomie, une hystérectomie ou une appendicectomie. Rapports sur la santé*, Faculté de Pharmacie : vol. 15, Canada.
- **Richaud-Morel B., Boudot E., Arlin L.R., Perrin C., Faoro B. (2011)**. Prévention des infections associée aux soins en chirurgie dentaire dans les établissements de santé. *CCLIN Sud- Ouest, 1-12*.
- **Raisin. (2004)**.Surveillance des bacteriemies nosocomiales. Réseau d'Alerte, d'Investigations et de Surveillance des Infections Nosocomiales.

S

- **Samou Fotso Hamel Said. (2005).** Les infections nosocomiales dans le service de chirurgie « B » de l'hôpital du point G.(Thèse de doctorat).Faculté de Médecine, de Pharmacie et d'Odonto-Stomatologie .Université du Mali.
- **Schaffner W, Lefkowitz LB Jr, Goodman JS, Koenig MG.**Hospital outbreak of infections with group a streptococci traced to an asymptomatic anal carrier. *N Engl J Med*, 1969;280:1224-5.
- **Soulami Belhaj Omar.(2010).** Surcoute de l'infection nosocomiale en réanimation médicale au CHU Ibn Rochd (à propos de 10 cas), université Sidi Mohammed ben Abdellah faculté de médecine et de pharmacie, Fès N°091.P :38-39.
- **Saint-Laurent P Pottecher B, Bientz M. (1996).** Microfiltration de l'eau en milieu hospitalier : criteres de choix et controles des tiltres. *Hygienes*: 15 : 32-8.
- **Salou M., Ihou Watéba M., Ekouevi D. K., Dossim S., Missihoun G., Tigossou S. D., et al. (2013).** Portage nasal de SARM au sein du personnel des services de chirurgie du CHU Sylvanus Olympio de Lomé. *Bull Soc Pharm Bordx*. 152:41-52.
- **Saouide el aynE., Echchelh Adil., Chaouch Abedelaziz., Auajjar Nabila., Hamama Samir., Soulaymani Abdelmajid. (2014).** Role de l'environnement hospitalier dans la prevention des infections nosocomiales: surveillance de la flore des surfaces a l'hopital El Idrissi de Kenitra – MAROC; *European Scientific Journal March edition* vol.10, No.9 ISSN: 1857 – 7881 (Print) e - ISSN 1857- 7431.
- **Société Française d'Hygiène Hospitalière. (2002).** Recommandations pour la désinfection des mains. *Hygiene'S*: 22 p.
- **Squinazi, F. (2000).** Eau du réseau dans les établissements de santé: maîtrise des risques infectieux hydriques. *Médecine et Maladies Infectieuses*, 30(7), 431-440.doi:10.1016/s0399-077x(00)80002-5.
- **SMS (service ministere de la santé). (2005).** Infections nosocomiales.*Médecine & Droit*, 2005(70), 15-22.doi:10.1016/j.meddro.2005.03.003.

T

- **Tayeb Mohamed Riyadh, Zemmallache Meghni Asmaa, Nemiche Ikram, Bouklikha Meriem, Amiri Fatima, Benahmed Nadir. (2011).** Les infections nosocomiales du site opératoire. Mémoire de fin d'étude. Université Abou Baker Belgaid Tlemcen.

- **Tékpa, B. J. D., Tékpa, G., Mapouka, P. A. I., Djimong-Manda, C. D., Ngbangbangai, E., & Koffi, B. (2017).** La prévention des infections du site opératoire en orthopédie dans un pays en voie de développement. *Revue de Chirurgie Orthopédique et Traumatologique*, 103(7), 823–827.doi:10.1016/j.rcot.2017.06.010.
- **Théophile Mitima Kashosi. (2012).** Facteurs associés aux infections post-opératoires dans les services de chirurgie et de gynéco-obstétrique. (Mémoire du Master en Santé).Faculte de medecine.Universite catholique de Bukavu.
- **Thibault Monnet. (2011).** Les infections nosocomiales: l'importance d'un suivi épidémiologique et de l'identification rapide des bactéries en cause : exemple de quelques techniques de diagnostic permettant cette identification précoce. Sciences pharmaceutiques.
- **Thiveaud, D., Grimoud, A.-M., Marty, N., Roques, C., Lodter, J.-P., & Chabanon, G. (2005).** Hygiène : structures, matériels, méthodes. *EMC - Odontologie*, 1(4), 307–339.doi:10.1016/j.emcodo.10.001.
- **Traore B. (1993).** Complications infectieuses en chirurgie abdominal à propo de 369 opérés. Thèse de médecine, Bamako. n°4.

V

- **Vallée, M., Bruyère, F. (2018).** Prise en charge des infections postopératoires en urologie. *Progrès En Urologie*.doi:10.1016/j.purol.2018.06.010.

W

- **Wendy Cronin, Linda Tietjen. (1992).** Prévention des infections .Guide à l'intention des programmes de planificationsfamiliale. JHPIEGO corporation, Baltimore, Maryland, ch 13 p5.

X

- **Xpair. (2007).** Hygiène et climatisation dans l'hospitalier : concevoir le confort dans les établissements de santé est un équilibre entre qualité d'air et performance énergétique. In Le site de XPAIR : le portail expert de la performance énergétique. En ligne. http://conseils.xpair.com/consulter_savoir_faire/hygiene_climatisation_hospitalier.htm.

ANNEXE

ANNEXE 1 : Identification et résultats globale des germes isolés.

Code	Souche	Gram	Forme	ATB	Résistance aux ATB
1	A.b	-	Coccobacille	CT-IMP	AMP-AMC-CAZ-CTX
	St	+	Cocci en chaînette	DA-VA-CIP	E-OX-AMP
2	B.s	+	Bacille	E	DA-OX-AMP-VA-CIP
	St	+	Cocci en chaînette	DA-VA-CIP	E-OX-AMP
3	S.a	+	Cocci en grappe de raisin	DA-AMP-VA-CIP	E-OX
	St	+	Cocci en chaînette	DA-VA-AMP	E-OX-AMP
4	St	+	Cocci en chaînette	Da-AMP-VA-CIP	E-OX
	P.a	-	Bacille	CT-IMP	AMP-AMC-CAZ-CTX
5	S.a	+	Cocci en grappe de raisin	E-DA-AMP-VA-CIP	OX
	St	+	Cocci en chaînette	DA-VA-CIP	E-OX-AMP
6	A.b	-	Coccobacille	CT-IMP	AMP-AMC-CAZ-CTX
	S.b	+	Cocci en grappe de raisin	E-DA-AMP-VA-CIP	OX
	St	+	Cocci en chaînette	E-DA-VA	OX-AMP-CIP
7	B.s	+	Bacille	AMP	E-DA-OX-VA-CIP
	St	+	Cocci en chaînette	DA-VA-CIP	E-OX-AMP
8	S.b	+	Cocci en grappe de raisin	E-DA-AMP-VA-CIP	OX
	St	+	Cocci en chaînette	DA-AMP-VA-CIP	E-OX
9	Pf	-	Bacille	CT-CAZ-IMP	AMP –AMC-CTX
	S.a	+	Cocci en grappe de raisin	E-DA-AMP-VA-CIP	OX
	St	+	Cocci en chaînette	CIP	E-DA-OX-AMP-VA
10	/	/	/	/	/
11	S.b	+	Cocci en grappe de raisin	E-DA-AMP-VA-CIP	OX
	St	+	Cocci en chaînette	DA-VA	E-OX-CIP
12	S.a	+	Cocci en grappe de raisin	DA-AMP-VA-CIP	E-OX
	B.s	+	Bacille	OX	E-DA-AMP-VA-CIP
13	A.b	-	Coccobacille	CT-IMP	AMP-AMC-CAZ-CTX
	S.b	+	Cocci en grappe de raisin	E-DA-AMP-VA-CIP	OX
14	/	/	/	/	/
15	P.a	-	Bacille	CT-IMP	AMP-AMC-CAZ-CTX
16	S.a	+	Cocci en grappe de raisin	E-DA-AMP-VA-CIP	OX

17	St	+	Cocci en chaînette	E-DA-AMP-VA-CIP	OX
	Pf	-	Bacille	CT-CAZ-IMP	AMP –AMC-CTX
	A.b	-	Coccobacille	CT-IMP	AMP-AMC-CAZ-CTX
	S.a	+	Cocci en grappe de raisin	E-DA-AMP-VA-CIP	OX
18	St	+	Cocci en chaînette	VA-CIP	E-DA-OX-AMP
	B.s	+	Bacille	/	E-DA-OX-AMP-VA-CIP
19	S.a	+	Cocci en grappe de raisin	E-DA-AMP-VA-CIP	OX
20	P.a	-	Bacille	CT-IMP	AMP-AMC-CAZ-CTX
	S.a	+	Cocci en grappe de raisin	E-DA-AMP-VA-CIP	OX
	B.s	+	Bacille	E-OX	DA-AMP-VA-CIP
21	P.a	-	Bacille	CT-IMP	AMP-AMC-CAZ-CTX
	S.b	+	Cocci en grappe de raisin	E-DA-AMP-VA-CIP	OX
22	S.a	+	Cocci en grappe de raisin	E-DA-AMP-VA-CIP	OX
	St	+	Cocci en chaînette	DA-AMP-VA-CIP	R-OX
23	S.a	+	Cocci en grappe de raisin	E-DA-VA-CIP	AMP-OX
	St	+	Cocci en chaînette	DA-VA-CIP	E-OX-AMP
	B.s	+	Bacille	E-OX	DA-AMP-VA-CIP
24	/	/		/	/
25	St	+	Cocci en chaînette	DA-AMP-VA-CIP	E-OX
26	St	+	Cocci en chaînette	DA-AMP-VA-CIP	E-OX
27	/	/	/	/	/
28	/	/	/	/	/
29	/	/	/	/	/
30	S.a	+	Cocci en grappe de raisin	E-DA-AMP-VA-CIP	OX
	S.b	+	Cocci en grappe de raisin	E-DA-AMP-VA-CIP	OX
	A.b	-	Coccobacille	CT-IMP	AMP-AMC-CAZ-CTX
31	S.b	+	Cocci en grappe de raisin	E-DA-AMP-VA-CIP	OX
	St	+	Cocci en chaînette	DA-AMP-VA-CIP	E-OX
32	/	/	/	/	/
33	/	/	/	/	/

1 : Humidificateur, 2 : conteneur extérieur, 3 : conteneur intérieur, 4 : lavabos, 5 : table à instrument 1, 6 : vêtements chirurgicale, 7 : ciseau après désinfection, 8 : Table opératoire, 9 : lite, 10 : Masque respiratoire, 11 : Table à instruments 2, 12 : Lampe scialytique, 13 : sol, 14 : eau respiratoire, 15 : siphon, 16 : chariot externe, 17 : Vestiaire Homme, 18 : La port, 19 : Patient atteint d'occlusion intestinale, 20 : Patient avait une Brulure, 21 : Patient atteint d'une scoliose, 22 : Patient diabétique, 23 : Patient avait une fracture, 24 : ciseau après stérilisation, 25 : l'eau du robinet, 26 : eau physiologie (analyse de l'air du salle 01), 27 : l'air du salle 01, 28 : l'air du salle 02, 29 : l'air du salle 03, 30 : empreint avant lavage (chirurgien n°1), 31 : empreint avant lavage (chirurgien n°2), 32 : empreint après lavage (chirurgien n°1), 33 : empreint après lavage (chirurgien n°2), **G+**: Gram +, **G-**: Gram -, **Ab** : *Acinetobacter baumannii*, **Pa** : *Pseudomonas aéroginosa*, **Pf** : *Pseudomonas a fluorécence*, **Sa** : *Staphylococcus aureus*, **Sb** : *Staphylocoques blancs*, **Bs** : *Bacillus sp*, **St** : *Streptococcus sp*

ANNEXE 2 : Aspects des colonies bactériennes (Gram-) sur le milieu macconkey.



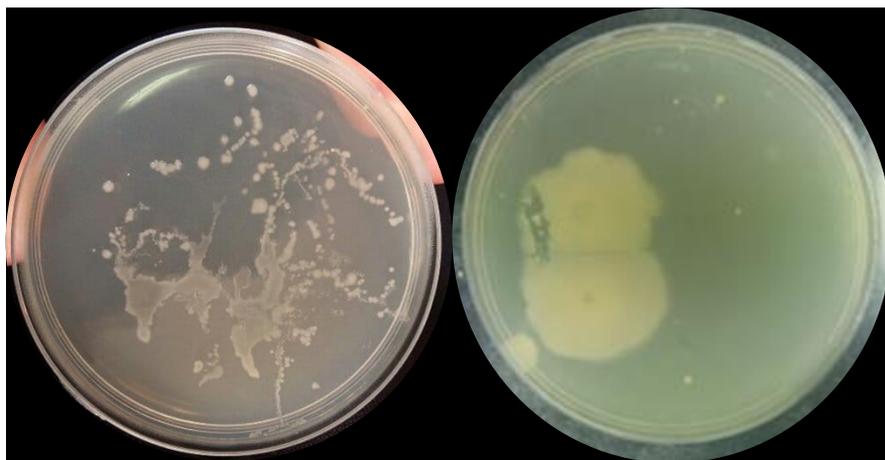
ANNEXE 3 : Aspects des colonies bactériennes sur le milieu gélose au sang.



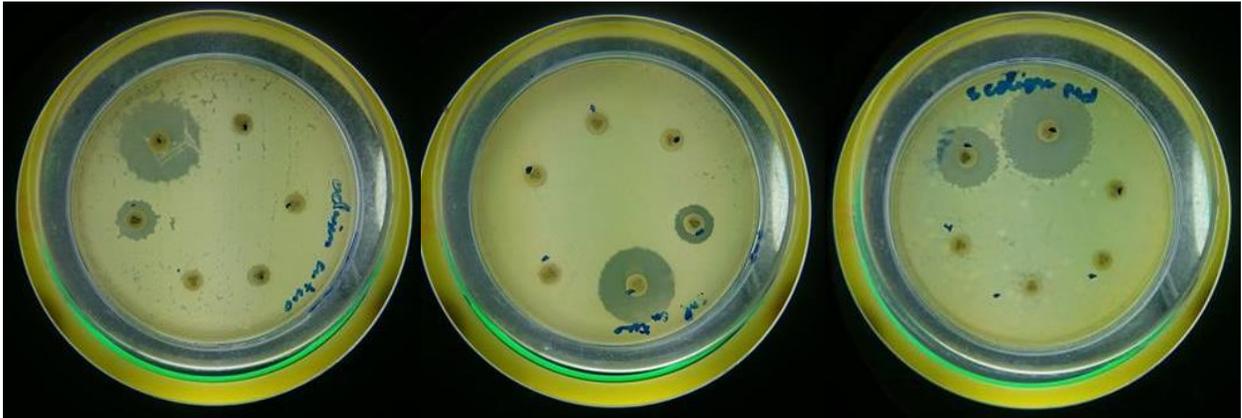
ANNEXE 4 : Aspects des colonies bactériennes (Gram+) sur le milieu Chapman.



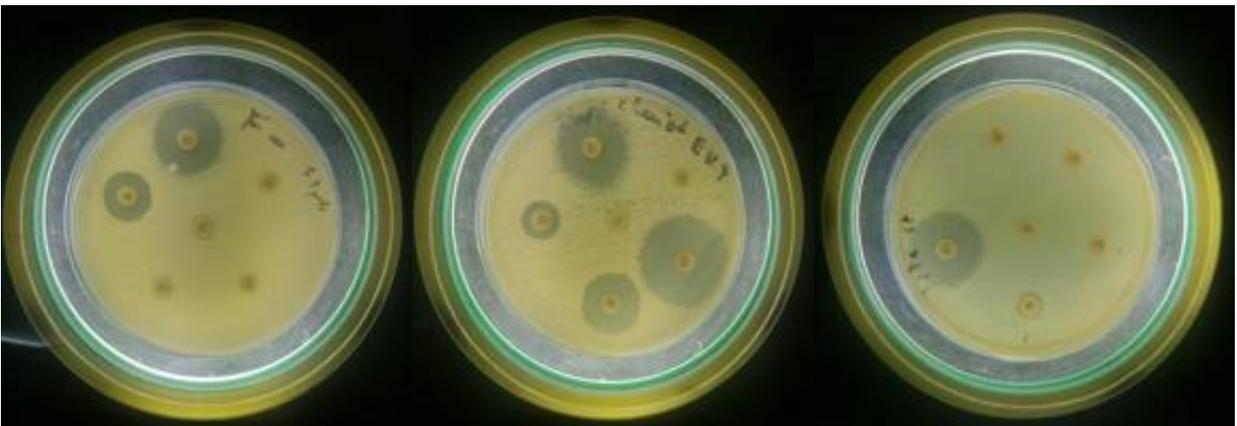
ANNEXE 5 : Aspects des colonies bactériennes sur le milieu gélose nutritive.



ANNEXE 8 : Résultats d'antibiogramme des germes Gram négatives isolés.



ANNEXE 9 : Résultats d'antibiogramme des germes Gram positives isolés.



ANNEXE 10 : Composition des milieux de culture pour 1L d'eau distillée (g/L).

Gélose Mueller Hinton :

Infusion de viande de boeuf	3g
Hydrolysate de caséine.....	17, 5g
Amidon.....	1,5g
Agar.....	17g

Gélose Chapman :

Extrait de viande.....	1g
Chlorure de sodium.....	75g
Peptone.....	10g
Gélose.....	15g
Mannitol.....	10g
Rouge de phénol.....	0,025g

Gélose Mac Conkey :

Peptone de caséine.....	17g
Peptone de viande.....	03g
Sels biliaires.....	1.5g
Cristal violet.....	0,001g
Lactose.....	10g
Rouge neutre.....	0,03g
Chlorure de sodium.....	05g
Agar.....	13g
ZnSO4.....	0,07g

Bouillon nutritif:

Peptone.....	10g
Chlorure de sodium.....	5g
Extrait de viande.....	5g

Gélose au Sang

Polypeptone	17,0g
Peptone pancréatique de coeur	3,0g
Extrait autolytique de levure.....	3,0g
Amidon.....	1,0g
Chlorure de sodium.....	5,0g
Agar agarbactériologique.....	13,5g
Sang frais stérile.....	10ml/l

pH du milieu prêt-à-l'emploi à 25°C : 7,3 0,2.

Gélose nutritive :

Extrait de viande.....	5g
Peptone.....	10g
Chlorure de sodium.....	5g
Agar.....	20g

Composition des réactifs utilisés

Réactif de Kovacs :

p-diméthylaminebenzaldéhyde	10ml
Acide chloridrique.....	50ml
Alcool amylique.....	150ml

Résumé

Les infections nosocomiales sont constamment présentes lors de la pratique chirurgicales, plusieurs études montrent que l'origine de celles-ci fait partie du bloc opératoire. L'objectif de notre étude est de réaliser un contrôle bactériologique afin de repérer toute contamination et déterminer l'écologie microbienne de l'environnement du bloc opératoire de l'hôpital Benzardjeb de Ain Témouchent. Pour cela nous avons réalisé 33 prélèvements. Au total, dont des résultats positifs avec un taux de contamination de 79%. La répartition globale des germes montre: *Streptocoques* et *staphylocoques aureus* étaient prédominante, suivies des *S.non aureus* et *Acinetobacter baumannii*. Finalement les *Bacillus*, *P. aeruginosa* et *P. fluorecens*. L'étude de la sensibilité aux antibiotiques des germes présente une multirésistance vis-à-vis des antibiotiques.

Mots clés : Infection nosocomiale, bloc opératoire, contrôles bacteriologique, écologie.

Abstract

Nosocomial infections are constantly present during surgical practice. Several studies show that the origin of these is part of the operating room. The objective of our study is to carry out a bacteriological control to identify any contamination and determine the microbial ecology of the operating room of the hospital Benzardjeb Ain Témouchent. For this we made 33 samples. Total positive results with contamination rate 79%. The global distribution of germs was: *Streptococci* and *Staphylococcus aureus* were predominant, followed by *S. non-aureus* and *Acinetobacter baumannii*. Finally *Bacillus*, *P. aeruginosa* and *P. fluorecens*. The study of the antibiotic susceptibility of germs presents a multi-resistance against antibiotics.

Key words : Nosocomial infection, operating room, bacteriological controls, ecology.

ملخص

العدوى المستشفوية موجودة باستمرار أثناء الممارسة الجراحية، حيث تشير العديد من الدراسات إلى أن أصل هذه الأمراض هو جزء من غرفة العمليات. الهدف من دراستنا هو إجراء السيطرة البكتريولوجية لتحديد أي تلوث وتحديد البيئة الميكروبية لغرفة العمليات في مستشفى بن زرجب عين تموشنت. أجرينا 33 عينة. كانت مجموعته النتائج إيجابية مع معدل التلوث 79٪. أظهر التوزيع الكلي للجراثيم وجود: العقديّة والمكورات العنقودية الذهبية كانت هي الغالبة، تليها المكورات العنقودية سلبية المخثرة والراكدة البومانية. وأخيراً البكتيريا العصوية والزائفة الزنجارية والزائفة المتألّفة. بالنسبة لدراسة مدى قابلية الكائنات الحية المسببة للمضادات الحيوية فإنها تظهر مقاومة متعددة تجاه المضادات الحيوية.

الكلمات المفتاحية: عدوى المستشفيات، غرفة العمليات، السيطرة البكتريولوجية، البيئة الميكروبية