
République Algérienne Démocratique ET Populaire
Ministère de l'Enseignement Supérieure ET de la Recherche Scientifique Centre
Universitaire Belhadj Bouchaib d'Ain-Temouchent



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 :

BENZOURA Ibtihal

BENNI Ibtissem

LES COMPLICATIONS INFECTIEUSES POST OPERATOIRES DES PLAIES CHIRURGICALES

Encadrante :

Mme. MADANI Khadidja

Maitre Assistant « A » à C.U.B.B.A.T.

Soutenu le 20/06/2019

Devant le jury composé de :

Présidente :	Mme. LACHACHI Meriem (M.C.B)	C.U.B.B.A.T.
Examinatrice :	Mme. AHMED AMMAR Yamina (M.C.B)	C.U.B.B.A.T.
Encadrante :	Mme. MADANI Khadidja (M.A.A)	C.U.B.B.A.T

Remerciements

Tout d'abord nous remercions Dieu le tout puissant et miséricordieux, qui nous à donner, la force et la patience d'accomplir ce modeste travail.

*Nos remerciements s'adressent à Monsieur le directeur de l'institut de science **Mr. BENZERBADJE**, monsieur le chef de département de Biologie **Mr. BAKLI** et **Mme M'HAMDI** La responsable de la spécialité de Microbiologie appliquée pour leur encouragement et leur soutien durant tous notre cursus*

*Nous tenons à remercier très sincèrement notre encadrante **Mme MADANI Khadidja** Maitre Assistant A à C.U.B.B.A.T, pour avoir accepté d'encadre notre travail, pour sa rigueur scientifique, pour son assistance bien matérielle que morale, pour son aide et son soutien.*

*Nous tenons également à remercier profondément **Mme LACHACHI Meriem** maitre de Conférence B à C.U.B.B.A.T, qui nous a fait l'honneur de présider le jury, pour toute son aide, sa gentillesse et ses conseils. Nous saisissons cette occasion pour vous exprimer nos sentiments de respect et de gratitude.*

*Nos remerciements les plus sincères à **Mme AHMED AMMAR Yamina**, maitre de Conférence B à C.U.B.B.A.T, pour avoir accepté d'examiner ce mémoire.*

Nos vifs remerciements s'adressent aussi à tous nos enseignants qui ont participé à notre formation.

*Nous tenons à remercier l'équipe de laboratoire pédagogique de la biologie de **C.U B.B.A. T** pour leurs aides et leurs orientations durant la réalisation de ce modeste travail*

*Un grand merci au personnel de l'hôpital Dr **BENZARJEB** et à tous les membres d'équipe du laboratoire d'analyse microbiologique de l'hôpital **AHMED MADAGHRI** : Madame Djamila, Madame Souad, Madame Khadija, Madame Fatima et Madame Saïda pour leur soutien et leurs conseils judicieux.*

Enfin, nos remerciements s'adressent à toutes les personnes qui nous ont contribué de près ou de loin à la réalisation de ce travail ou qui nous ont encouragé et soutenu à tout moment

Merci encore et encore...

Dédicace

J'ai le plaisir de dédier ce modeste travail :

A Dieu, tout puissant, qui m'a donné la force, la santé et le courage de réaliser ce précieux travail.

A mon cher papa, Sources de mes joies, secrets de ma force vous serez toujours le modèle Papa, dans ta détermination, ta force et ton honnêteté. Merci pour tous vos sacrifices pour que vos enfants. Merci de trimer sans relâche, malgré les péripéties de la vie

Merci d'être tout simplement mon papa.

A La personne la plus chère à mon cœur

Maman qui m'a supportée vaillamment pas à pas tout au long de ma vie ..., Les mots ne suffisent pas pour exprimer toute l'affection que j'éprouve pour toi ; je te dois ma réussite, mon éducation, ma fierté. Tu m'as aimé très profondément et tu as été toujours une mère idéale. Tu es la seule qui comprend ma vie : Je te demande pardon et encore une fois Merci.

*A toi **Abdelkader**, mon cher frère qui vient de nous quitter, tu me manqueras comme si une Partie de moi-même venait de m'abandonner. Ta tendresse, ton amour, ta gentillesse et ton Sourire qui illuminait nos vies me manqueront à tout jamais. J'aurai tant voulu que tu puisses Voir le fruit de tant d'années de travail pour être fier de ta grande sœur ; malheureusement je n'ai pas eu cette chance mais je sais que tu aurais été heureux pour moi car ton grand cœur n'aurait que l'être. À la fois, je me sens tellement triste en évoquant ta mémoire, à la fois, je Relève la tête et je souris car désormais, attendre en espérant te rejoindre un jour dans le vaste paradis est la seule chose qui me fait tenir (je t'aime mon frère).*

A ma petite sœur Hadjer,

Je te souhaite une belle vie pleine De joie et de bonheur.

*A toute ma famille, mes tantes **Souad, Rahma, Amina, Samira, Zahira et Zakia**, A mes oncles **Mohammed et Salah Eddine**.*

A mon grand père et ma grand-mère.

A tous ceux qui ont contribué de près ou de loin à la réalisation de ce mémoire.

A ma très chère amie et collègue **Ibtihal,**

Ensemble nous avons partagés d'agréables moments tout au long de la réalisation de ce travail et de notre cursus universitaire

A mes chères amies.

A tous mes collègues de la promotion Microbiologie 2018/2019.

Je vous souhaite tous un avenir plein de succès, de bonheur et de santé.

Je vous dis merci.

Ibtissem

Dédicace

C'est tout simplement que je dédie ce mémoire a :

A Dieu, tout puissant, qui m'a donné la force, la santé et le courage de réaliser ce précieux travail.

Toutes les lettre ne sauraient trouver les qu'il faut... tous les mots ne sauraient exprimer la gratitude, l'amour, le respect, la reconnaissance.... A la personne qui peut être fier de trouver ici le résultat de longues années de sacrifices et de privation pour m'aider à avancer dans la vie. Puisse dieu faire en sorte que ce travaille porte son fruit ; Merci pour les valeurs nobles, l'éducation et le soutient permanent venu de toi

Mon père Saïd

A la plus belle créature que Dieu a créée sur terre, à cette source de tendresse, de patience et de générosité. Celle qui a œuvré pour ma réussite, de par son amour, son soutien, tous les sacrifices consentis et ses précieux conseils, pour toute son assistance et sa présence dans ma vie, reçois à travers ce travail aussi modeste soit-il, l'expression de mes sentiments et de mon éternelle amour.

Ma douce mère Farida Hammouti

A toi petit boule d'énergie, source de bonheur et de joie.

Mon petit frère Mohammed Yacine

A ma très chère sœur qui est toujours été présente dans les moments les plus difficiles, ainsi que son époux qui m'a vraiment encouragé.

A ma grande sœur Nour el Houda et Mohammed Amine

Nous avons eu des parents formidables qui nous ont montré que la famille est sacrée alors restons unis comme nous l'avons toujours été. Ce travail n'est que le couronnement de nos efforts. Je vous souhaite beaucoup de réussite dans tout ce que vous allez entreprendre.

Spéciale dédicace à mes petites sœurs Soumia Farah et Hadjer

L'amitié est quelque chose de précieux et qui s'entretient. Vous occupez une grande place dans ma vie.

A Mes amies Ibtissem, Sarra et Mounia

Veillez percevoir à travers ce travaille, l'expression de ma profonde affection et énorme respect avec tout l'amour je vous souhaite beaucoup de bonheur.

A toute ma famille, mes tantes Hafida, Zineb et Amina et A mes oncles Mohammed, Mustapha, Houari, Zouheir, ...

A mes deux grands-pères et mes deux grands-mères pour leur prière

A mes amis de la promo Pour avoir rendu ces années inoubliables.

Toutes les personnes qui ont contribué de près ou de loin aux succès de ce travail

A tous ceux que j'ai oubliés, avec toutes mes excuses !

Ibtihal

Sommaire

Remerciement	
Sommaire	
Liste des figures.....	I
Liste des tableaux.....	II
Liste des annexes.....	III
Liste des abréviations.....	IV
Introduction.....	1
Synthèse bibliographique.....	3
I. 1. Plaie chirurgicale.....	3
II. 1. Préparation des lieux d'élection.....	3
II. 1. Temps préopératoire (préparation des lieux d'incision).....	3
II. 1. 1. L'hygiène corporelle.....	3
II. 1. 2. Dépilation.....	4
II. 1. 3. LA Préparation du Champ opératoire.....	4
II. 1. 3. 1 La détersion.....	4
II. 1. 3. 2 Le rinçage	4
II. 1. 3. 3 Le séchage.....	4
II. 1. 3. 4 L'antisepsie dermique.....	5
II. 2. Temps opératoire.....	6
II. 2. 1. Hygiène des mains et tenue de l'équipe opératoire.....	6
II. 2. 2. Dispositifs médicaux.....	6
II. 2. 3. Ventilation.....	6
II. 2. 4. Nettoyage et désinfection des surfaces.....	6
II. 3. Temps post opératoire (soins des plaies).....	6
II. 3. 1. Les conditions des soins.....	6
II. 3. 1. 1 Hygiène et propreté.....	7
II. 3. 1. 2 Nettoyage avec une solution physiologique.....	7
II. 3. 1. 3 La désinfection.....	7
II. 3. 1. 4 Le pansement.....	7
III. 1. La cicatrisation des plaies.....	7
III. 1 Hémostase.....	8
III. 2 Inflammation.....	8
III. 3 Phase de prolifération (granulation et contraction).....	8

III. 4.	Phase de remodelage (Maturation).....	9
IV.	Infection des plaies chirurgicales.....	10
IV. 1.	Définition et manifestation des infections postopératoires.....	10
IV. 1. 1.	Les suppurations pariétales.....	11
IV. 1. 2.	Les infections péri viscérales.....	11
IV. 1. 3.	Infection à distance du site opératoire.....	11
IV. 2.	Les différentes voies de contamination.....	11
IV. 3.	Source.....	11
IV. 3. 1.	Endogène.....	11
IV. 3. 2.	Exogène.....	12
IV. 4.	Les microorganismes responsables de l'infection.....	12
IV. 4. 1.	Bactéries.....	12
IV. 4. 2.	Virus.....	13
IV. 4. 3.	Parasite et champignons.....	13
IV. 5.	La physiopathologie.....	13
IV. 6.	Les facteurs de risque de l'infection postopératoire.....	14
IV. 6. 1.	Facteurs liés à l'intervention.....	14
IV. 6. 1. 1.	Classe de contamination de l'intervention.....	14
IV. 6. 1. 2.	Le site de l'intervention.....	14
IV. 6. 1. 3.	La durée de l'intervention.....	14
IV. 6. 2.	facteurs liés au malade.....	15
IV. 6. 2. 1.	La malnutrition.....	15
IV. 6. 2. 2.	L'âge.....	15
IV. 6. 2. 3.	La corticothérapie, la chimiothérapie et radiothérapie.....	15
IV. 6. 2. 4.	L'Antibioprophylaxie abusive.....	15
IV. 6. 2. 5.	Les facteurs liés à l'environnement.....	15
IV. 7.	Diagnostique.....	15
IV. 7. 1.	Signes cliniques.....	15
IV. 7. 2.	Paramètres inflammatoires.....	16
IV. 7. 3.	Examens bactériologiques.....	16
IV. 8.	La lutte anti-infectieuse.....	16
IV. 8. 1.	Asepsie.....	17
IV. 8. 2.	Réalisation de l'asepsie.....	17
IV. 8. 3.	La stérilisation.....	17

IV. 8. 4.	L'Antibioprophylaxie.....	18
IV. 8. 4. 1	But de l'Antibioprophylaxie.....	18
	Matériel et Méthode.....	20
I.	Matériels.....	20
II.	Méthode.....	21
	Résultat et discussion.....	28
I.	Résultat.....	28
II.	Discussion.....	35
	Conclusion et recommandation.....	39
▪	Conclusion.....	39
▪	Recommandation.....	40
	Référence bibliographique	
	Annexe	

Liste des figures

- Figure 01** : Phases de la cicatrisation normale des plaies (**Heather *et al*, 2017**).
- Figure 02** : Les milieux de culture utilisée (Chapman, gélose nutritif et mac conkey).
- Figure 03** : les réactifs utilisés dans la coloration de gram
- Figure 04** : test T.S.I
- Figure 05** : Test Citrate de Simmons
- Figure 06** : Test Mannitol-Mobilité
- Figure 07** : Test des décarboxylases (LDC, ODC, ADH)
- Figure 08** : Test de l'uréase
- Figure 09** : Test de TDA
- Figure 10**: Le réactif de kovacs
- Figure 11** : La galerie API 20^E.
- Figure 12** : Les différents prélèvements après l'enrichissement.
- Figure 13** : l'aspect macroscopique des colonies ensemencé sur Mac conkey et Chapman
- Figure 14** : observation microscopique après coloration de gram
- Figure 15** : : résultat de différents tests de la galerie classique
- Figure 16** : Résultat de l'identification biochimique par galerie API20E
- Figure 17** : pourcentage d'apparition des bactéries dans l'ensemble des prélèvements

Liste des tableaux

Tableau 01 : Phases de la cicatrisation des plaies (**Kane, 2006**).

Tableau 02 : Représentation des cas étudiés

Tableau 03 : Nombre de cas d'infection selon la catégorie d'âge

Tableau 04 : Nombre de cas présentant un facteur de risque d'infection (le diabète)

Tableau 5 : Résultat des différents tests d'identification biochimique par la galerie classique des prélèvements 5. 6 et 8.

Tableau 06 : Résultats de l'identification biochimique des dix prélèvements effectués

Tableau 07 : comparaison de la présence des bactéries isolée chez des patients hospitalisés et non hospitalisés

Liste des annexes

ANNEXE 01 : Composition des milieux de culture

ANNEXE 02 : Lecture de la galerie API20E (kari et laifaoui,2013)

ANNEXE 03 : Résultats de l'identification biochimique

Liste des abréviations

ADH : arginine dihydrolase

Api 20 E : analytical profile index 20 essai

BN : bouillon nutritif

β -gal : bêta-galactosidase

GN : gélose nutritive

H₂S : sulfure d'hydrogène

LDC : lysine décarboxylase

OMS : organisation mondiale de la santé

ODC : ornithine décarboxylase

ONPG : ortho- nitrophényl- β -galactoside

TSI : triple Suger Iron

TDA : tryptophane désaminase

ISO : infection de site opératoire

Introduction

La chirurgie s'est divisée en de multiples spécialités : orthopédie, neurochirurgie, chirurgie cardio-vasculaire, etc. Les possibilités techniques sont de plus en plus sophistiquées, avec de nouveaux outils et la possibilité de travailler sous microscope opératoire (microchirurgie) ou à travers un tube étroit (endoscopie). (**Docteurclie , 2019**).

Suite à ces différents types chirurgicaux il y a des soins à faire dites les soins post-opératoires qui sont définie par l'OMS. Le mal suivi de ces soins peut aboutir à des complications de la plaie (**Haute autorité de santé,2005**). Parmi ces complications on trouve l'infection qu'est le résultat d'interactions complexes entre le mécanisme de défense du patient, le site de l'intervention et les bactéries. (**Ghernaout, 2013**).

L'infection est dite postopératoire lorsqu'elle survient dans les suites immédiates ou lointaines de l'acte chirurgical et qu'elle est directement en rapport avec l'intervention (**Traore, 1993**). Cette infection constitue un problème majeur en chirurgie, elle est la 1ère cause de morbidité et de mortalité (**Delaye, 1995**) et augmente le coût et la durée du séjour hospitalier d'un facteur allant de 1,5 à 2,5 en fonction du type d'intervention (**Cruse, 1980**).

Le diagnostic est facile si l'infection post opératoire est superficielle et se développe au niveau de la peau ou des tissus sous cutanés, mais difficile lorsque l'infection est profonde et survient au niveau des tissus mous (sous l'aponévrose), un organe ou un espace ouvert pendant intervention. (**Pujol et al.,1996**).

La prévention des infections post opératoires repose sur un très grand nombre de facteurs et doit être la préoccupation de toute l'équipe chirurgicale et passe par le respect de l'hygiène. (**Pujol et al.,1996**).

Nous avons réalisé cette étude dans l'objectif de chercher et savoir l'étiologie d'origine bactérienne responsable de l'infection poste opératoire des plaies chirurgicales.

Pour cela, nous avons isolé des souches bactériennes à partir plaies chirurgicales infectés chez dix (10) opérés. Ensuite, une identification par méthodes microbiologiques de ses souches a été réalisée.

Synthèse bibliographique

I. Les plaies chirurgicales

Une plaie opératoire est définie comme étant une ouverture de la peau après une intervention chirurgicale (**Mamoutou, 2011**). Elle correspond aussi à une rupture du revêtement cutané (**Mmes et al., 2012**). On distingue deux types de plaies :

- Une plaie chirurgicale qui se cicatrise correctement après l'intervention et dite Une plaie chirurgicale fermée.
- Une plaie chirurgicale ouverte est une plaie délibérément ouverte ou qui s'est ouverte après l'intervention, sur une partie ou la totalité de sa longueur à cause d'une infection, de l'obésité ou d'un médicament. (**Votre guide pour le soin d'une plaie- plaie chirurgicale, s.d**).

II. Préparation des lieux d'élection

II. 1. Temps préopératoire (préparation des lieux d'incision)

- La préparation cutanée préopératoire est un ensemble de soins réalisés avant toute intervention chirurgicale afin de préserver le site opératoire. (**Pottecher et Rhinn, 1988**).
- Cette préparation comporte 3 éléments fondamentaux :
 - **L'hygiène corporelle** : douche ou toilette,
 - **Dépilation** : de la zone opératoire (lorsqu'elle est demandée par le chirurgien),
 - **La préparation du champ opératoire** (**Pottecher et Rhinn, 1988**).
- Il appartient à chaque établissement d'élaborer des fiches techniques concernant les soins relatifs à la préparation préopératoire (**Pottecher et Rhinn, 1988**).

II. 1. 1. L'hygiène corporelle

Elle est indiquée avant toute intervention chirurgicale (la veille et le matin de l'intervention). De réalisée l'hygiène corporelle avec un savon antiseptique à large spectre, à base de produits iodés ou de Chlorhexidine (**Recommandations pour la préparation cutanée de l'opéré, 2001**).

Afin que l'incision lors de l'intervention ait lieu au moment où la colonisation cutanée est la plus faible, il est nécessaire que la douche ou la toilette antiseptique soit réalisée avant la préparation du champ opératoire et la technique doit être correctement appliquée. (**Recommandations pour la préparation cutanée de l'opéré, 2001**).

II. 1. 2. Dépilation

La dépilation a pour but, sans léser la peau, de couper les poils à la base quand ils sont gênants pour l'intervention ou pour le pansement (**Recommandations pour la préparation cutanée de l'opéré, 2001**).

Il est clairement établi depuis 1971, la dépilation est un facteur de risque des infections de site opératoire, lorsque le délai entre le rasage et l'incisions est long. Dans une étude, le taux d'infection de site opératoire est de 0,6% en l'absence de rasage, après l'utilisation de la technique de dépilation, donc le taux de risque est diminué jusqu'à 0,31% avant l'intervention chirurgicale (**Mechernene et Belhadj, 2017**).

II. 1. 3. LA Préparation du Champ opératoire

La préparation du champ opératoire se passe sur quatre phases :

- ✓ Une phase de déterision,
- ✓ Une phase de rinçage,
- ✓ Une phase de séchage,
- ✓ Une phase d'antiseptie dermique (**Recommandations pour la préparation cutanée de l'opéré, 2001**).

La préparation du champ opératoire est à réaliser de préférence au bloc opératoire ou dans la salle d'induction dans l'heure qui précède l'intervention. Il est cependant impératif de réaliser toutes les étapes en respectant en particulier les critères de délai nécessaire à l'activité des produits utilisés (**Guetarni, 2014**).

II. 1. 3. 1 La déterision

Réaliser la déterision de la zone opératoire avec un savon antiseptique en commençant par la ligne d'incision mais en cas de zones opératoires multiples commencer par la zone la plus haute et ou la plus propre. La déterision soit Appliquée de façon circulaire à l'aide d'une compresse stérile imbibée d'eau stérile et de savon antiseptique pour faire mousser (Pour la chirurgie crânienne sans tonte, la déterision correspond à un shampooing réalisé dans le service) (**Recommandations pour la préparation cutanée de l'opéré, 2001**).

II. 1. 3. 2 Le rinçage

Le rinçage doit être abondant et réalisé avec de l'eau stérile et des compresses stériles.

II. 1. 3. 3 Le séchage

Sécher par tamponnements à l'aide de compresses ou de carrés des soins stériles.

II. 1. 3. 4 L'antisepsie dermique

Elle est à réaliser immédiatement après la déterision. En utilisons un produit destiné à détruire les microorganismes présents sur les tissus vivants (peau saine, muqueuses, plaies) utilisé dans des conditions définies (**Recommandations pour la préparation cutanée de l'opéré, 2001**).

Le produit antiseptique final est alors appliqué largement sur et autour du site opératoire. Le choix du produit antiseptique est fait en accord avec les produits utilisés précédemment, selon le site opératoire et en respectant les allergies éventuelles. Après application, il est nécessaire d'attendre un séchage spontané complet du champ opératoire avant le collage des champs opératoires (**Charvet, 2010**).

Quelque antiseptique utilise selon **Sidibe, (2014)** :

✓ **Alcool éthylique à 70 ° C**

Il est bactéricide sur un large spectre de bactéries gram (+) et gram (-) virucide et fongicide avec une durée minimale de contact de 1 à 3 minutes.

✓ **Iode**

Il est bactéricide à 0,1% ; fongicide à 1% et d'action rapide. C'est l'antifongique le plus efficace. L'iode pénètre profondément dans l'épiderme à forte concentration.

✓ **Eau oxygénée à 10 volumes**

Elle est bactériostatique par dégagement d'oxygène très active sur les anaérobies mais peu active sur les spores et les champignons et dessèche la peau.

✓ **Ammoniums quaternaires**

Ils sont plus utilisés pour leurs propriétés détergentes et moussantes que pour leur activité bactériostatique qui est faible. Ils sont plus actifs sur les bactéries gram (+) que sur les grams (-) et inactifs sur les mycobactéries, les spores et les virus.

✓ **Chlorhexidine**

IL est actif sur les bactéries et employé comme antiseptique de la peau et les muqueuses dans de nombreuses préparations.

II. 2. Temps opératoire (Guide technique d'hygiène hospitalière,2004)

II. 2. 1. Hygiène des mains et tenue de l'équipe opératoire

- Une désinfection chirurgicale des mains par lavage (lavage chirurgical des mains) ou par frictions (friction chirurgicale des mains) est réalisée avant tout acte chirurgical.

Synthèse bibliographiques

- Un masque chirurgical recouvrant totalement la bouche et le nez, et un calot ou une charlotte recouvrant totalement les cheveux sont portés pendant toute la durée de l'intervention.
- Les sarraus et les champs opératoires sont stériles et possèdent un effet « barrière » même lorsqu'ils sont mouillés.
- Les gants sont stériles et leur type, nombre et fréquence de changement, sont définis par type d'intervention.

II. 2. 2. Dispositifs médicaux

- Les instruments de chirurgie sont stériles (ou à défaut désinfectés selon une désinfection de haut niveau).

II. 2. 3. Ventilation

- Le système de ventilation assure un renouvellement de l'air d'au moins 15 volumes par heure avec au moins 3 volumes d'air neuf.
- L'air neuf ou repris est filtré avec des filtres adaptés et normalisés.
- Les portes de la salle d'opération sont maintenues fermées.

II. 2. 4. Nettoyage et désinfection des surfaces

La salle d'intervention (surfaces et équipements) est nettoyée avant l'intervention suivante selon les techniques recommandées pour le bio nettoyage.

II. 3. Temps post opératoire (soins des plaies)

Les soins post-opératoires doivent être réalisés tous les 2 ou 3 jours. Et il faut qu'il soit réalisé par un infirmier (Copyright, 2018).

II. 3. 1. Les conditions des soins

Il faut que les soins se déroulent dans des conditions où le matériel et les gants doivent être stériles :

II. 3. 1. 1 Hygiène et propreté

La première chose à faire pour soigner une plaie post-opératoire consiste à la protéger des micro-organismes et des microbes, toujours présents, qui risquent de causer une infection (Pikdare, 2002-2018).

II. 3. 1. 2 Nettoyage avec une solution physiologique

L'hygiène et la propreté sont une priorité absolue à respecter en nettoyant la plaie avec une gaze imbibée de sérum physiologique (Pikdare, 2002-2018).

II. 3. 1. 3 La désinfection

Pour éviter que des microbes et autres agents toxiques ne s'infiltrent dans la plaie chirurgicale, il faut la désinfecter chaque jour à l'aide d'un antiseptique bien adaptée (Pikdare, 2002-2018).

II. 3. 1. 4 Le pansement

Protéger la plaie opératoire par un pansement qui garde les bords de la plaie opératoire au sec et permet à l'oxygène de circuler plus facilement (Pikdare, 2002-2018).

III. La cicatrisation des plaies (les étapes de la cicatrisation) : (Heather *et al.*, 2017)

Une plaie chirurgicale crée une effraction de la Continuité tégumentaire qui, dès lors, nécessite une fermeture. La cicatrisation est l'ensemble des phénomènes qui assurent cette fermeture et qui aboutissent à la cicatrice. Elle repose sur la capacité de réparation et de régénération des tissus (Mamoutou, 2011) et passer par diverse étapes :

- ✓ Hémostase
- ✓ Inflammation
- ✓ Prolifération (également appelée granulation et contraction)
- ✓ Remodelage (également connu sous le nom de maturation)

Tableau 01 : Phases de la cicatrisation des plaies (Heather *et al.*, 2017)

Phase de cicatrisation	Temps après la perte d'intégrité	Cellules impliquées en phase de cicatrisation	Fonction ou activité
1. Hémostase	Immédiat	• Plaquettes	• Coagulation • Libération des facteurs de croissance
2. Inflammation	Jours 1 – 4	• Neutrophiles • Macrophages • Monocytes	• Phagocytose
3. Prolifération (granulation et contraction)	Jours 4 – 21	• Macrophages • Péricytes • Lymphocytes • Angiocytes • Neurocytes • Fibroblastes • Kératinocytes • Cellules épithéliales	• Remplissage de la cavité de la plaie • Rétablissement de la fonction de la peau • Fermeture de la plaie
4. Remodelage (maturation)	Jour 21 – 2 ans.	• Fibrocytes • Fibroblastes	• Développement de la résistance à la traction

III. 1. Hémostase

Dans la cicatrisation des plaies, les plaquettes sont les cellules qui colmatent les vaisseaux sanguins endommagés. Les vaisseaux sanguins eux-mêmes se contractent en cas de plaie,

Synthèse bibliographiques

mais ce spasme finit par se détendre. Bien que les plaquettes sécrètent des substances vasoconstrictrices pour faciliter ce processus, leur rôle principal est de former un caillot stable, scellant ainsi le vaisseau endommagé. Les plaquettes s'activent et sécrètent des glycoprotéines adhésives qui stimulent l'agrégation des plaquettes. Ils sécrètent également des facteurs qui interagissent et stimulent la cascade de coagulation intrinsèque à travers la production de thrombine. Enfin, les plaquettes sécrètent des facteurs de croissance tel que les neutrophiles et les monocytes et stimulent les cellules épithéliales pour recruter des fibroblastes, initiant ainsi la prochaine phase de cicatrisation : l'inflammation.

III. 2 Inflammation

Cette étape dure habituellement jusqu'à quatre jours après l'apparition d'une plaie. Le nettoyage est effectué par les premières cellules inflammatoires sur place : les neutrophiles ou les leucocytes polymorphonucleaires (PMN). La réponse inflammatoire rend les vaisseaux sanguins perméables et ces derniers libèrent du plasma et des PMN dans les tissus environnants. Les neutrophiles phagocytent les débris et les micro-organismes, fournissant ainsi la première ligne de défense contre l'infection. Ils améliorent également l'efficacité des antibiotiques par la destruction par oxydation de bactéries. Quand ils digèrent les bactéries et les débris, les neutrophiles meurent. Les monocytes deviennent alors le globule blanc primaire dans les tissus atteints et libèrent des enzymes intracellulaires dans la matrice environnante, en plus de digérer les tissus. Les macrophages sont capables de phagocyter les bactéries et ils fournissent une deuxième ligne de défense. Les macrophages sécrètent également des enzymes extracellulaires pour dégrader le tissu nécrotique et les cellules en voie de mort cellulaire (y compris les neutrophiles), ouvrant ainsi la voie à la résolution de l'inflammation. Les macrophages favorisent la transition vers la phase de prolifération de la cicatrisation (**Heather *et al.*, 2017**).

III. 3 Phase de prolifération (granulation et contraction)

La phase de proliférations commence environ quatre jours après l'apparition de la plaie et se poursuit habituellement jusqu'au 21ème jour dans les plaies aiguës, selon la taille de la plaie. Elle se caractérise par le dépôt de collagène, la formation de tissu de granulation, la contraction de la plaie et l'épithélialisation. Cliniquement, la prolifération est observée par la présence de tissu rouge perle ou de collagène sur la base de la plaie et implique le remplacement des tissus dermiques (parfois des tissus sous-dermiques dans les plaies profondes) ainsi que la contraction de la plaie.

III. 4. Phase de remodelage (Maturation)

Le processus de cicatrisation implique le remodelage et la transformation du collagène. Le collagène de type III est initialement produit par les fibroblastes. Celui-ci est ensuite remplacé par le collagène de type I. Avec le temps, les fibres se croisent et s'alignent le long des lignes de tension pour augmenter la résistance à la traction de la plaie. Un sous-groupe de fibroblastes appelés myofibroblastes contribue également à la contraction de la plaie (**Heather et al.,2017**). De plus, la densité cellulaire et capillaire diminue suite à la présence d'une plaie. Dans la phase aigüe d'épithélialisation, de fines couches de tissu cicatriciel se forment et épaississent avec le temps. Initialement, le tissu cicatriciel est de couleur rose fonce et devient rose clair, quelle que soit la pigmentation normale de la peau. Dans la phase d'épithélialisation chronique, le tissu cicatriciel peut être hypertrophique, chéloïde ou hyperkeratosique. En l'absence d'épithélialisation, le tissu cicatriciel fragile peut être friable, endommagé ou il peut se détacher. Les cellules principales impliquées dans le remodelage sont les fibroblastes. Le processus de remodelage peut prendre jusqu'à deux ans après la fermeture de la plaie. La cicatrisation normale des plaies est représentée dans la **Figure 1**.

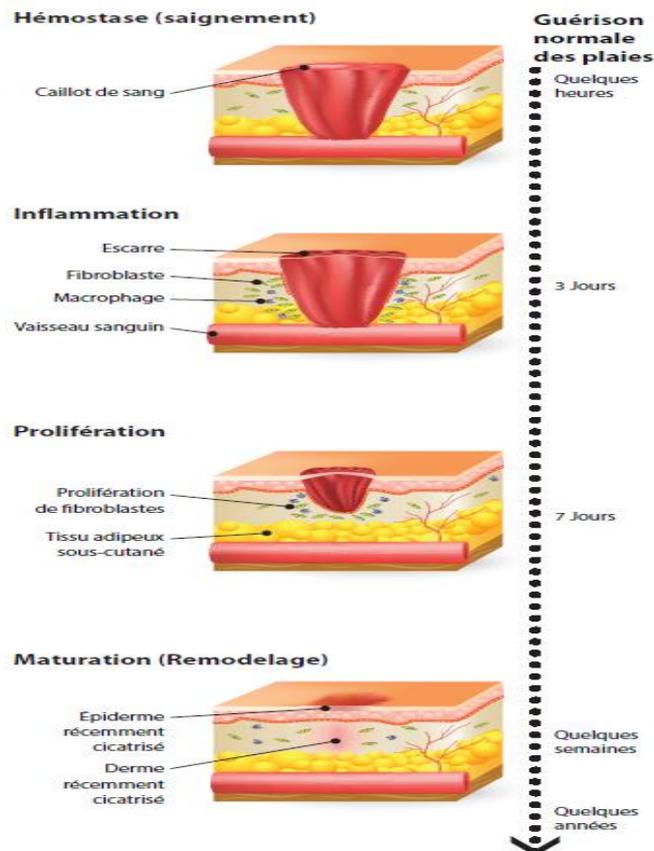


Figure 1 : phases de la cicatrisation normale des plaies (**Heather et al.,2017**)

IV. Infection des plaies chirurgicales

IV. 1. Définition et manifestation des infections postopératoires (Sidibe, 2014)

Les infections postopératoires sont des infections qui se développent suite à un acte chirurgical. Elles peuvent être catégorisées comme suit :

- ✓ Les infections incisionnelles superficielles (tissus cutanés et sous cutanés) ou profondes (fascia et muscle).
- ✓ Les infections péries viscérales.
- ✓ Les infections à distance du site opératoire

Ces infections sont de deux sortes selon leur position au niveau du site opératoire ou à distance :

IV. 1. 1. Les suppurations pariétales

Elles sont caractérisées par l'existence locale au niveau du site opératoire de signes d'inflammation (chaleur, rougeur, douleur), accompagnés de fièvre et hyperleucocytose et/ou par la présence de signe d'infection patente (liquide louche ou du pus franc).

IV. 1. 2. Les infections péri viscérales

Elles surviennent dans les 30 jours après l'intervention ou dans l'année si un implant est laissé en place et si l'infection peut être attribuée à l'intervention. Il s'agit d'une infection d'un organe ou d'un espace, ouvert ou traité pendant l'intervention. Au moins un des signes suivants est constaté :

- ✓ Le liquide purulent à partir d'un drain placé ou une incision dans l'organe ou l'espace,
- ✓ Abscess ou tout autre signe d'infection constaté durant un ré intervention par examen direct ou par un examen histologique ou radiologique,

IV. 1. 3. Infection à distance du site opératoire

La septicémie est un état pathologique dû à la multiplication des germes dans le sang avec une hémoculture positive. Elle s'accompagne d'un syndrome infectieux généralisé et est habituellement en rapport avec un foyer suppuré profond. Les autres infections à distance peuvent être urinaires, lymphatiques ou d'origine veineuse sur cathéter central (décharges bactériennes) (Traore, 1993).

IV. 2. Les différentes voies de contamination (Kadi ,2011)

On distingue trois voies de contamination :

- Contamination préopératoire : plaie ouverte

Synthèse bibliographiques

- Contamination peropératoire : endogène et exogène
- Contamination post-opératoire : pansement, soignant.

IV. 3. Source

IV. 3. 1. Endogène

La flore des patients présente au niveau ou à contiguïté du site opéré est à l'origine de la majorité des ISO (**Wilson et al., 2007**). Les *Staphylococcus. Aureus* et les staphylocoques coagulases négative ; premier et second microorganismes les plus fréquemment rencontrés, sont des résidents de la peau et des muqueuses, et sont à haut risque de contaminer le site opératoire durant l'incision ou les manipulations (**Société française d'hygiène hospitalière, 2013**).

IV. 3. 2. Exogène

- ✓ Equipe chirurgicale : incluent le personnel chirurgicales (ex : les mains et les ongles qui peut porter des microorganismes) (**Mastro et al., 1990 ; Creanor et al., 2012**).
- ✓ Matériels médicale : problème de stérilisation ou contamination (**Giamarellou et al., 1996**).
- ✓ L'environnement : l'aire (présence des spores et des microorganismes), eau (plus rare) (**Mechernene et Belhadj ,2017**).

IV. 4. Les microorganismes responsables de l'infection (**Mechernene et Belhadj ,2017**).

IV. 4. 1. Bactéries

Ce sont les plus courants des agents pathogènes responsables d'infections site opératoire. On peut distinguer :

- **Les bactéries commensales** présentes dans la flore normale des sujets en bonne santé. Elles jouent un rôle protecteur significatif en empêchant la colonisation par des microorganismes pathogènes. Certaines bactéries commensales peuvent provoquer une infection si les défenses immunitaires de l'hôte sont affaiblies.
- **Les bactéries pathogènes** ont une virulence plus élevée et provoquent des infections quel que soit l'état immunitaire de l'hôte par exemple :
 - **Les bacilles anaérobies à gram positif (clostridium)**
 - **Bactéries à gram positif : *staphylococcus aureus* et les streptocoques bêta-hémolytique** sont des agents pathogènes importants
 - **Les bactéries à gram négatif** : les entérobactéries (par exemple *Escherichia coli*, *klebsiella*, *entrobacter*, *serratia marcescens*)
 - Les microorganismes à gram négatif comme *pseudomonas spp.*

Synthèse bibliographiques

- Les premiers germes responsables d'infection de site opératoire sont :
 - *Staphylococcus aureus*
 - *Escherichia coli*
 - *Pseudomonas aeruginosa*
 - *Staphylocoque coagulase négatif*

IV. 4. 2. Virus

Il existe une possibilité de transmission nosocomiale pour de nombreux virus, notamment ceux des hépatites B et C le virus respiratoire syncytial, les rota virus et les entérovirus, le VIH, le virus Ebola, les virus grippaux, le virus de l'herpès et le virus varicelle zona, sont également transmissibles.

IV. 4. 3. Parasite et champignons

Certains parasites se transmettent facilement chez l'adulte et l'enfant. Ils sont des agents opportunistes et provoquent des infections chez les patients immunodéprimés, par exemple *candida albicans*, *aspergillus spp*, *cryptococcus neoformans*.

IV. 5. La physiopathologie (Desplaces, 2012)

- ✓ **La 1^{ère} étape : la contamination du site opératoire.**
- ✓ **La 2^{ème} étape : la colonisation microbienne du site opératoire :** adhérence des bactéries par des structures protéiques (adhésines, pili) sur des récepteurs spécifiques des cellules de l'hôte (glycolipides ou des glycoprotéines) ce qui autorise leur pénétration intracellulaire ou sur le matériels recouvert de protéines extra cellulaires , échapper aux mécanismes de défense innés , déclenchés par les facteurs de virulence bactériens , se multiplier et disséminer le plus vite possibles, échapper aux mécanismes d'élimination induits par le système immunitaire acquis, internalisation dans les cellules hôte .
- ✓ **La 3^{ème} étape : la multiplication microbienne et l'infection du site opératoire**

Selon les microorganismes en cause :

- **Rapide :** hématome, lésions tissulaires, collection...
- ✓ Production de facteur de virulence de toxine responsable de destruction tissulaire et une infection rapide.
- ✓ Production de cytokines pro-inflammatoires (activation de la défense immunitaire).
- **Lente**
- ✓ Formation de biofilm

- ✓ Réveil tardif de l'infection

IV. 6. Les facteurs de risque de l'infection postopératoire

IV. 6. 1. Facteurs liées à l'intervention

IV. 6. 1. 1 Classe de contamination de l'intervention (Guetarni, 2014)

Le risque infectieux post opératoire est étroitement dépendant du degré de contamination bactérienne au site opératoire (Desmeulles, 2004). Ce facteur est certainement très important .IL est à l'origine du schéma de classification des différents types de chirurgie :

- **Classe I. chirurgie propre :** Plaie primitivement fermée et drainée par un système clos, sur site non infecté, pas de tissu inflammatoire au niveau du site opératoire et pas de rupture des techniques d'asepsie.
- **Classe II. Chirurgie propre contaminée :** Tractus digestif, respiratoire ou uro-génital ouvert dans des conditions techniques bien contrôlées et sans contamination inhabituelle (Ouverture du tractus urinaire avec des urines stériles).
- **Classe III. Chirurgie contaminée :** Plaies traumatiques ouvertes récentes, Irruption du contenu gastro-intestinal, ouverture du tractus uro-génital ou biliaire en présence d'une infection urinaire.
- **Classe IV. Chirurgie sale et infectée :** Plaie traumatique avec tissus dévitalisés, corps étrangers, contamination fécale, ou traitée de façon retardée ou provoquée par un objet sale. Incision dans des tissus atteints d'infection bactérienne purulente (Cette définition suggère la présence de la bactérie responsable de l'infection post-opératoire dans le site opératoire avant l'intervention).

IV. 6. 1. 2 Le site de l'intervention

L'intervention à proximité d'une zone infectée et sur une région pileuse et humide augmente le risque d'infection du site opératoire (Kizerbo et Bithoui, 1987).

IV. 6. 1. 3 La durée de l'intervention

L'allongement de la durée de l'intervention influence négativement sur le taux d'infection postopératoire par exposition de la plaie. Une durée de 2 heures est une limite au-delà de laquelle, le risque augmente (Guetarni, 2014). On a pu ainsi montrer que la durée de l'intervention augmentait la probabilité d'infections postopératoire, probablement par l'augmentation de la durée de l'exposition aux risques infectieux des manipulations et de l'air, mais aussi par la contamination à partir des tranches de section cutanée par la flore endogène profonde non détruite par les antiseptiques au moment de la désinfection initiale de la peau (Cclin,1999).

IV. 6. 2. facteurs liés au malade

IV. 6. 2. 1 La malnutrition

Elle augmente d'une manière globale le risque infectieux par diminution de la synthèse de l'immunoglobuline, des taux des protéines et des Compléments du tissu lymphoïde et du thymus et par l'affaiblissement de l'activité des cellules macrophages, des monocytes, des lymphocytes B et T (**Appit, 1990**).

IV. 6. 2. 2 L'âge

Il influence le taux d'infection postopératoire qui augmente aux âges extrêmes de la vie (en dessous d'un an et au-dessus de 65 ans) (**Sidibe, 2014**).

IV. 6. 2. 3 La corticothérapie, la chimiothérapie et radiothérapie

Modifient les défenses dans le sens d'une immunosuppression (**Sidibe, 2014**).

IV. 6. 2. 4 L'Antibioprophylaxie abusive

Favorise les infections du site opératoire par modification de la flore physiologique et la sélection des flores mutantes résistantes (**Vachon, 1986**).

IV. 6. 2. 5 Les facteurs liés à l'environnement

✓ **Hospitalisation**

L'écosystème hospitalier est un milieu constituant un facteur de risque d'infection postopératoire par la présence des germes multi-résistants. En effet, l'allongement de la durée de l'hospitalisation préopératoire augmente le risque d'infection allant de 1% pour une durée supérieure à un jour, à 4% pour une durée supérieure à 14 jours en chirurgie propre (**Vachon, 1986**).

✓ **Les locaux chirurgicaux**

L'absence d'isolement des salles opératoires, d'une salle d'anesthésie, l'architecture du bloc et son circuit d'aération influencent le risque d'infection. L'hygiène en salle opératoire en rapport avec le nombre de personnes au cours des interventions et le nettoyage régulier des locaux a un rôle déterminant (**Sidibe, 2014**).

✓ **Les conditions de ventilation du bloc opératoire**

Le manque de renouvellement d'air influence sur la survenue des infections postopératoires par la présence d'air ambiant contenant des particules chargées de germe (**Sidibe, 2014**).

IV. 7. Diagnostic

IV. 7. 1. Signes cliniques (Cclin,2004)

Les signes cliniques classiques d'une infection (rougeur, douleur, œdème, tuméfaction, sécrétion) ne sont pas toujours clairs. Ce n'est souvent qu'au cours de l'évolution que l'on arrive à reconnaître une infection : par des douleurs de plus en plus fortes, une déhiscence secondaire de la plaie ou une sécrétion. Il existe néanmoins des signes de gravité qui sont non seulement discriminatoires d'une infection, mais également prédictifs d'une infection sévère nécessitant une prise en charge urgente : bulles, nécrose de la peau, ecchymoses, crépitation (révélatrice de gaz intra tissulaire), œdème s'étendant au-delà de l'érythème cutané, zone insensible au sein de la zone d'inflammation, étendue progressive ou rapide sous antibiotique, et bien sûr des signes de toxicité systémique.¹¹ La fièvre indique une situation plus grave.

IV. 7. 1. 1 Patients immunosupprimés

Il est important de savoir que les signes cliniques chez les patients immunosupprimés sont atténués. Etant en même temps plus vulnérables et à risque de germes inhabituels, ils exigent un seuil bas pour les mesures diagnostiques et thérapeutiques (**Benedetto *et al.*, 2013**).

IV. 7. 2. Paramètres inflammatoires (Benedetto *et al.*, 2013)

La protéine C-réactive (CRP), la procalcitonine, la vitesse de sédimentation ou le nombre total des leucocytes n'ont qu'une valeur relative dans l'évaluation d'une infection de plaie chirurgicale parce que :

- 1) ils sont altérés par l'intervention chirurgicale elle-même et ne permettent pas de discerner une infection.
- 2) une infection – surtout tardive – peut se manifester sans perturbation des marqueurs biologiques. Une nouvelle élévation, après une baisse postopératoire initiale, doit faire considérer une infection.

IV. 7. 3. Examens bactériologiques (Desplaces ,2012)

- ✓ Prélèvement de pus obtenu par ponction franche en zone saine, d'une collection, d'un abcès, d'une infection profonde qui contient des polynucléaires neutrophiles à l'examen direct des bactéries ou en culture sur milieux gélosés enrichis.
- ✓ Hémoculture positive.
- ✓ Recherche d'une porte d'entrée systématique dans les ISO aigues.

IV. 8. La lutte anti-infectieuse

L'infection correspond à la rupture de l'équilibre entre les germes et l'organisme d'accueil. Pour la prévenir, le respect d'une hygiène rigoureuse est nécessaire afin d'éviter l'intrusion puis le brassage des germes pathologiques au sein des structures sanitaires (**Mecherne et Belhadj, 2017**).

IV. 8. 1. Asepsie

L'asepsie se définit comme l'absence de micro-organisme dans un milieu déterminé. C'est aussi une méthode préventive. En effet, elle vise à empêcher la contamination d'objets, de substances, d'organismes ou de locaux (salle d'opération) préalablement désinfectés (**Cclin, 1999**).

L'asepsie intégrale vise à rendre stérile la salle d'opération entière y compris l'air qu'elle contient ainsi que les instruments et autant que possible le personnel (**Cclin, 1999**).

IV. 8. 2. Réalisation de l'asepsie

Elle s'applique au niveau du matériel utilisé, du praticien et des locaux (**Charnley et Eftekhari, 1969**).

Elle comporte :

- La stérilisation du matériel après décontamination (**Buisson, 2000**).
- La préparation du patient (**Cclin, 1999**).
- Le nettoyage et la désinfection des salles d'opération (**Cclin, 1999**).
- La préparation des praticiens (**Cclin, 1999**).
- Le respect du règlement d'ordre intérieur concernant le fonctionnement du quartier opératoire (**Cclin, 1999**).
- L'application de techniques de soins aseptiques (**Buisson, 2000**).

IV. 8. 3. La stérilisation

C'est la destruction des germes qui existent à la surface ou dans l'épaisseur d'un objet quelconque (instrument, pansement, vêtement etc.), par des moyens physiques ou chimiques (**sidibe, 2014**).

Les précautions préopératoires seraient vaines si la stérilisation du matériel était insuffisante. Il en est de même pour les implants, le linge opératoire, les liquides utilisés pour décontaminer le site opératoire (**Dolo, 2001**).

Une bonne stérilisation comporte les points suivants :

Synthèse bibliographiques

- Destruction de la totalité des germes ;
- La conservation de l'état de stérilité ;
- La suppression maximale des risques de contamination à l'ouverture du Conditionnement (**sidibe, 2014**).

IV. 8. 4. L'Antibioprophylaxie

IV. 8. 4. 1 But de l'Antibioprophylaxie

Le but de l'Antibioprophylaxie est la prévention de l'infection postopératoire, mais pas le traitement d'infections distales (autres sites que le site chirurgical) ni la prévention d'infections nosocomiales. Une Antibioprophylaxie chirurgicale permet de réduire de façon significative, le risque d'infection postopératoire (**sidibe, 2014**).

Elle ne supprime pas la nécessité de respecter les mesures d'hygiène et une bonne technique chirurgicale. Pour que ces règles d'emploi qui sont maintenant proposées restent sans équivoque, il faut préciser que :

L'infection n'existe pas au moment où l'on administre l'antibiotique. Cela exclut donc l'antibioprophylaxie pré ou postopératoire prescrite pour une infection déjà présente au moment de l'intervention. Il s'agit là d'un traitement curatif qui associe l'antibiotique et la chirurgie. Les infections postopératoires en rapport non avec l'acte chirurgical lui-même avec certains gestes nécessaires (sondage vésical à demeure, intubation trachéale etc....) ne sont pas comprises dans le propos de l'antibioprophylaxie (**Cclin, 1999**).

Matériels et Méthodes

Matériels et méthodes

L'étude que nous avons réalisée s'est portée sur des prélèvements effectués à partir des plaies chirurgicales infectées de dix (10) personnes présentés dans l'hôpital Ahmed Medaghri et Dr. Benzerdjeb. L'étude bactériologique des prélèvements a été réalisée au niveau de laboratoire d'analyse biologique à l'hôpital Ahmed Medaghri d'Ain Temouchent.

▪ Objectifs de l'étude

Nous avons fait l'étude bactériologique des plaies post opératoire infectée chez des patients afin de :

- ❖ Rechercher et identifier les bactéries pathogènes.
- ❖ Apprécier la fréquence de la contamination par certaines bactéries.
- ❖ Faire une étude comparative entre les bactéries isolées chez les patients opérés puis hospitalisés dans le même hôpital et les patients opérés mais non hospitalisés.

Ce travail a été réalisé durant une période de 2 mois s'étalant du 3 /03 /2019 jusqu'à 02/05/2019

I. Matériels

I. 1. Instruments et appareillage

- Ecouvillons stériles
- Microscope optique
- Pipette pasteur
- Boîte de pétrie
- Etuve réglée à 37°C.
- Lames et lamelles
- Bec bunsen
- Tubes à hémolyse
- Bain marie
- Micropipette

I. 2. Les milieux de culture

- Bouillon nutritif (BN)
- Milieu Mac Conkey
- Milieu Chapman
- Gélose nutritive (GN)

I. 3. Tests biochimiques

- Galerie API20E
- Mannitol- mobilité

- Milieu TSI.
- Milieu Urée Indole.
- Milieu citrate de Simmons
- Disque d'oxydase
- Disque d'ONPG
- Milieux MOELLER
- Eau oxygénée

II. Méthodes

II. 1. Méthode de prélèvement

Nous avons réalisé des prélèvements par écouvillonnage sur la surface des plaies poste opératoire infectées, l'écouvillon a été frotté sur la surface de façon verticale, horizontale, en appliquant une pression aussi forte que possible. Ensuite, nous avons replacé l'écouvillon délicatement dans son tube, puis l'ensemble des prélèvements est acheminé au laboratoire pour une utilisation immédiate (**Chibi, 2015**) ; (**Denis, 2011**).

II. 2. L'enrichissement

Les écouvillons de chaque prélèvement sont introduits dans 5 ml de bouillon nutritif pour une incubation de 24h.

II. 3. Isolement et purification

Nous avons réalisé L'isolement sur trois milieux de culture (**annexe 1**), le premier milieu étant le Mac Conkey permet d'isoler les bactéries à Gram négatif, grâce à l'action des deux inhibiteurs le cristal violet et les sels biliaires (**Biokar, 2009**), Le second milieu étant le Chapman qui permet la croissance des germes halophiles, La forte concentration en chlorure de sodium inhibe la croissance de la plupart des bactéries autres que les staphylocoques(**chibi,2015**), et le troisième milieu est la gélose nutritive.

Après l'incubation à 37°C pendant 24h des trois milieux sélectifs ensemencés, nous avons procédé à la purification des colonies bactériennes par ré isolement sur les mêmes milieux sélectifs afin d'obtenir des souches pures avant d'entamer l'identification.

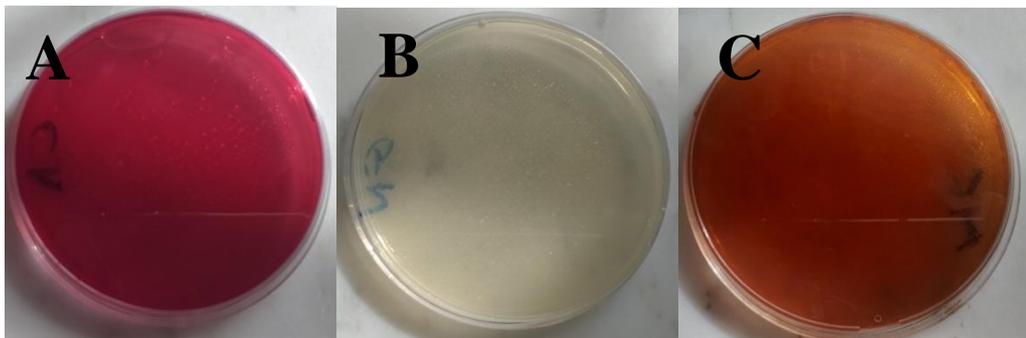


Figure 02 : les milieux de culture utilisée (A. Chapman, B. gélose nutritif et C. mac conkey)

II. 4. Identification des bactéries

L'identification des souches que nous avons purifiées est réalisée en suivant une procédure de plusieurs étapes successives, basées sur la recherche et la détermination d'un certain nombre de caractère :

- Morphologiques (coloration de Gram),
- Physiologiques (catalase et oxydase, coagulase)
- Biochimiques (galeries *Api 20 E*, les tests biochimiques).

II. 4. 1. Etude macroscopique

Cette étude est basée sur l'observation macroscopique des colonies directe à l'œil nu. Elle nous a permet de décrire la taille, l'aspect, la couleur, la consistance, Le contour, l'opacité, et la forme des colonies (**Denis *et al.*, 2007**).

II. 4.2. Etude microscopique par la coloration de gram :(Romdhane, 2011)

- ✓ Réaliser un frottis et le fixer ;
- ✓ Recouvrir la lame de violet de Gentiane durant 30 secondes ;
- ✓ Laver à l'eau
- ✓ Recouvrir la lame d'une solution de lugol durant 30 secondes ;
- ✓ Laver à l'eau ;
- ✓ Recouvrir la lame d'alcool (90%) durant 10 secondes ;
- ✓ Laver rapidement et recouvrir la lame de fuchsine durant 15 à 30 secondes ;

- ✓ Observation microscopique (objectif x 100), les bactéries Gram (+) colorées en violet et les bactéries Gram (-) colorées en rose.



Figure 03 : les réactifs utilisés dans la coloration de gram

II. 4. 3. L'identification biochimique

II. 4. 3. a. Tests d'identification biochimique classique

- ✓ **Préparation de la suspension bactérienne**

A l'aide d'une anse de platine bien stérile, une colonie a été prélevée puis déposée dans un tube à essais contenant de l'eau distillée ; cette suspension a été homogénéisée. Les différents tests pratiqués sont :

II. 4. 3. a. 1. Test catalase

Ce test est appliqué pour les Cocci Gram positif, il nous a permis de différencier entre les *streptococcus*, les *Micrococcus* et les *staphylococcus* (Jaouhar, 2017).

A partir d'un milieu Chapman, prélever à l'aide d'une pipette pasteur une colonie et puis la mettre dans une goutte d'eau oxygénée déposée sur une lame, une réaction positive s'est traduite par le dégagement de bulles de gaz (oxygène) (Chaala, 2013).

II. 4. 3. a. 2. Test coagulase

La détection de la coagulase s'est effectuée en mélangeant dans un tube à hémolyse 0.5 ml de plasma humain et 0,5ml d'une culture de 24h en bouillon, le mélange a été placé dans l'étuve et incubé à 37°C ensuite examiné après 4 h puis 24 h. Un test positif se traduit par la formation d'un coagulum (Afissa, 2014).

II. 4. 3. a. 3. Test d'oxydase

L'oxydase est un enzyme recherché en bactériologie systématique. Sa présence ou son absence représente un des critères les plus discriminatifs et les plus employés pour l'identification des bacilles gram négatif (Taleb, 2013).

Matériels et méthodes

La technique consiste à disposer un disque imprégné de réactif sur une lame en suite ajouter une goutte d'eau distillée stérile sur la lame puis prélever une colonie parfaitement isolée avec une pipette Pasteur boulée et l'écraser sur le disque pendant une dizaine de secondes (**Gasmi et Sahraoui, 2018**).

II. 4. 3. a. 4. Test TSI

La gélose TSI permet l'identification des entérobactéries par la mise en évidence rapide de la fermentation du lactose, du glucose, du saccharose et de la production de sulfure d'hydrogène H₂S (**Biokar ,2003**).



Figure 04 : test T.S.I

La Technique consiste à ensemencer le milieu par des stries sur la pente et par piqure centrale dans le culot (**Biokar ,2003**).

II. 4. 3. a. 5. Test ONPG

La présence d'une bêta-galactosidase se traduit par la libération de l'orthophényyle soluble de couleur jaune qui apparaît après la durée d'incubation (**Amara et Khaldi, 2015**).

La technique comporte à prélever une colonie à partir de milieu de culture, mettre dans un tube à essai contenant 5 ml d'eau physiologique puis déposer un disque d'ONPG et en fin Incuber à 37°C pendant 24h (**Amara et Khaldi, 2015**).

II. 4. 3. a. 6. Test Citrate de Simmons

- Ensemencement de la pente de la gélose par des stries.
- L'incubation à 37°C pendant 24h (**Boudouda, 2015**).



Figure 05: Test Citrate de Simmons

II. 4. 3. a. 7. Test Mannitol-Mobilité

- Ensemencement par piqûre centrale à partir de la suspension bactérienne.
- Incubation à 37°C pendant 24h (Amara et Khaldi, 2015).



Figure 06: Test Mannitol-Mobilité

II. 4. 3. a. 8. Test des décarboxylases : LDC, ODC, ADH

- Prélever une colonie à partir de milieu de culture.
- Mettre dans les différents milieux de Moeller.
- Recouvrir les tubes par l'huile de vaseline.
- Incubation à 37°C pendant 24h (Amara et Khaldi, 2015).



Figure 07 : Test des décarboxylases (LDC, ODC, ADH)

II. 4. 3. a. 9. Test de l'uréase

- Dans un tube contenant 1 ml d'urée indole ajouter deux gouttes d'une suspension bactérienne.
- Incubation à 37°C pendant 24h (**Gasmi et Sahraoui et, 2018**).



Figure 08: Test de l'uréase

II. 4. 3. a. 10. Test de TDA

- Faire une suspension bactérienne dans le milieu urée-tryptophane.
- Incubation à 37°C pendant 24h ;
- Après l'incubation, ajouter trois gouttes de réactif de TDA. (**Amara et Khaldi,2018**).



Figure 09: Test de TDA

II. 4. 3. a. 11. Test indole

- Faire une suspension bactérienne dans le milieu urée-tryptophane.
- Incubation à 37°C pendant 24h ;
- Après l'incubation, ajouter trois gouttes de réactif de kovacs (**Boukhemis et Boukhemis,2015**).



Figure 10: Le réactif de kovacs

II. 4. 3.b. Identification par la galerie API 20E (Bio Mérieux) : (Bahlouli et Idiri, 2015)

- **Inoculation de la galerie :**

A partir d'une culture fraîche sur milieu gélosé, une suspension bactérienne dense a été Préparée en dissociant 4-5 colonies dans 5ml d'eau distillé stérile. Les microtubes ont été remplis soigneusement par cette suspension à l'aide d'une micropipette. Le remplissage des microtubes a été effectué en évitant la formation de bulles d'air qui empêcheraient le contact entre les bactéries à identifier et le réactif ou substrat à tester.

✓ Afin de créer les conditions d'anaérobie requises pour les tests biochimiques de la Transformation des acides aminés arginine, lysine et Ornithine, respectivement, par les enzymes ADH, LDC et ODC. La libération d'ammoniac à partir de l'urée grâce à la présence de l'enzyme uréase d'ammoniac (urée) et la production d'H₂S. Les cupules correspondantes ont été recouvertes d'huile de vaseline.

✓ Incubation à 37°C pendant 24h.

✓ Après l'incubation, on note sur la fiche des résultats de toutes les réactions spontanées puis on révèle les tests nécessitant l'addition de réactifs (TDA et kovacs).



Figure 11 : La galerie API 20^E

II. 5. Conservation des souches

Nous avons conservé les isolats purs à 4°C dans des tubes de gélose nutritive inclinés afin de placer les bactéries dans un état de vie ralentie ou momentanément suspendue.

Résultats et Discussion

I. Résultats

Nous avons réalisé notre étude sur 10 échantillons prélevés à partir des plaies post opératoire des patients de différente catégorie d'âge et des deux sexes a hôpital Dr. Benzerdjeb et Ahmed Medaghri (**tableau 02**).

❖ **Tableau 02 : Représentation des cas étudiés**

Numéro de prélèvement	Type de pathologies	Service	Hôpital	sexe
01	Hernie discale	La chirurgie générale	Ahmed Medaghri	H
02	Césarienne	Maternité	Ahmed medeghri	F
03	Péritonite	La chirurgie générale	Dr. Benzerdjeb	H
04	la vésicule biliaire	La chirurgie générale	Dr. Benzerdjeb	H
05	Appendicite	La chirurgie générale	Dr. Benzerdjeb	H
06	Appendicite	La chirurgie générale	Ahmed madeghri	H
07	Fracture	Traumatologie	Dr. Benzerdjeb	F
08	Amputation	Médecine interne	Ahmed madeghri	H
09	Fracture	Traumatologie	Dr. Benzerdjeb	F
10	Fracture	Traumatologie	Ahmed madeghri	F

F : femme

H : homme

Tableau 03 : Nombre de cas d'infection selon la catégorie d'âge

Catégorie d'âge (ans)	Nombre de cas
20 – 30	02
40 – 60	07
70	01

La majorité des patients que nous avons rencontrés était âgé entre 40ans et 60ans (7 patients), 2 patients entre 20ans et 30ans et un seul patient âgé de 70ans.

Tableau 04 : Nombre de cas présentant un facteur de risque d'infection (le diabète) :

Facteur de risque	Nombre de cas
Infection préopératoire (pied diabétique)	01
Diabète sans présence d'infection préopératoire	03

Dans les dix échantillons, nous avons rencontré 04 cas de diabète avec un (01) patient qui avait une infection préopératoire au niveau du pied (pied diabétique).

A. Isolement et identification des souches bactériennes

Des colonies de morphologie différente ont été isolées à partir des plaies opératoires infectées

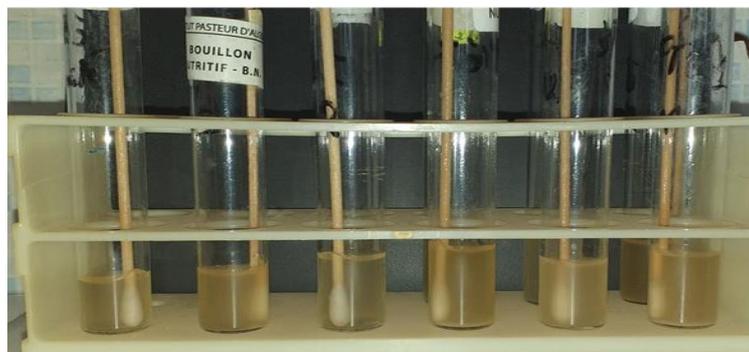


Figure 12 : les différents prélèvements après l'enrichissement.

A. 1. Etude morphologique

A. 1. a. Aspect macroscopique

✓ Sur milieux mac conkey

Après la culture des dix (10) prélèvements d'une durée de 24h sur milieux Mac conkey.

Nous avons observé) :

Résultats et discussion

- Des colonies vertes avec dégagement d'une odeur rance pour les prélèvements (05) et (06).
- Des colonies de grande taille, brillantes et de couleur rose foncé dans les prélèvements (01), (04) et (10).
- La présence des pigments rouge-rose dans tous les prélèvements sauf le prélèvement (02), (05), (06) et (10).
- La présence des colonies de couleur rouge –rose foncé dans le prélèvement (02).
- Des colonies circulaires et transparentes dans le prélèvement (08).

✓ **Sur milieu Chapman**

Après 48h d'incubation à 37°C de la culture des dix (10) prélèvements sur milieux Chapman nous avons observé des colonies sous forme des pigments de couleur jaune dans les prélèvements 01, 03, 04, 06, 07 et 09.

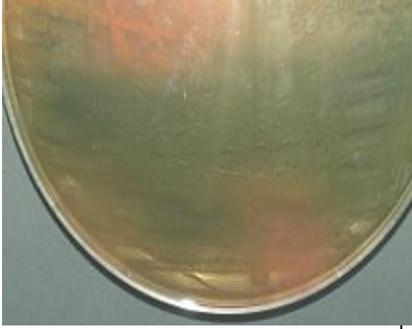
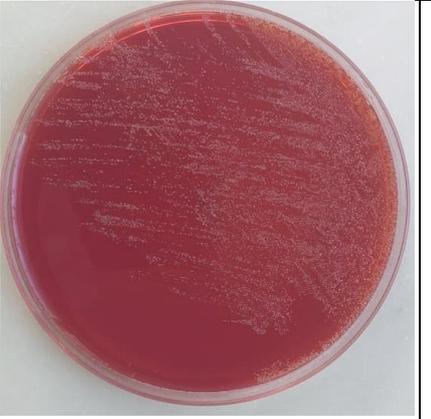
Prélèvement 5 et 6 sur Mac conkey	Les prélèvements 1. 3.4.6.7 et 9 sur Chapman	Les prélèvements 1. 4 et 10 sur mac conkey
		
les prélèvements 3 et 10 sur mac conkey	Les prélèvements 1. 4 et 7 sur mac Conkey	le prélèvement 2 sur mac conkey
		



Figure 13 : l'aspect macroscopique des colonies ensemencé sur Mac conkey et Chapman

A. 1. b. Aspect microscopique

Après la réalisation de la coloration de gram nous avons observé des colonies isolées de milieu Chapman, nous avons observé des Cocci en grappes de raisin à Gram positif et les colonies isolée de milieux Mac Conkey sous forme des bacilles a gram négatif.

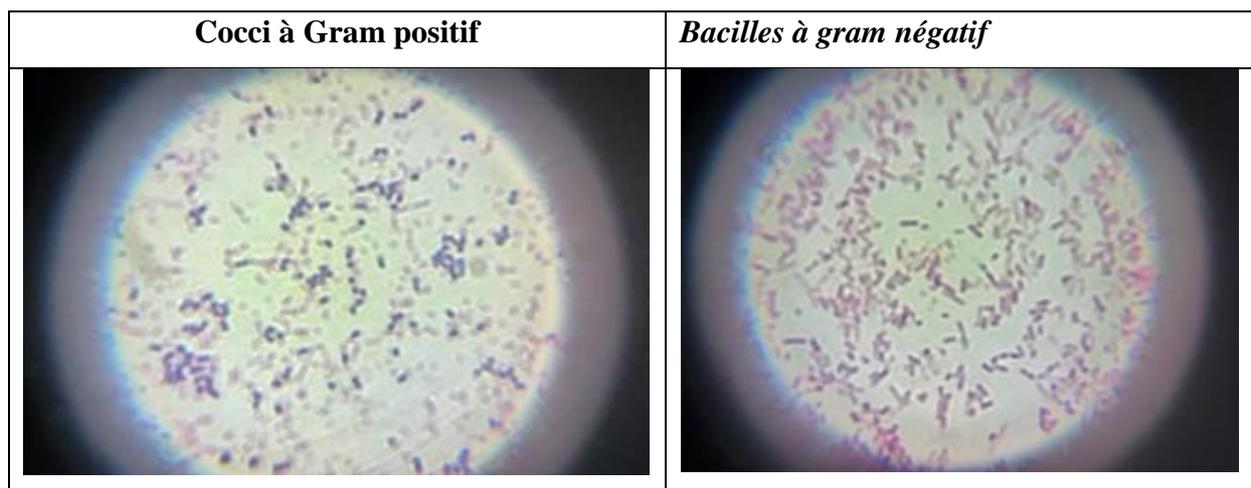


Figure 14 : observation microscopique après coloration de gram

A. 2. Etude biochimique

✓ **Milieu Chapman**

- Résultat d'identification biochimique des prélèvements (01, 03, 04, 06, 07, 09) a l'aide de la galerie classique.

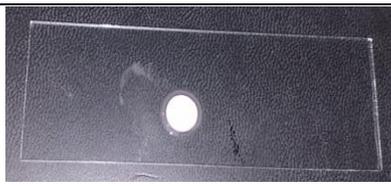
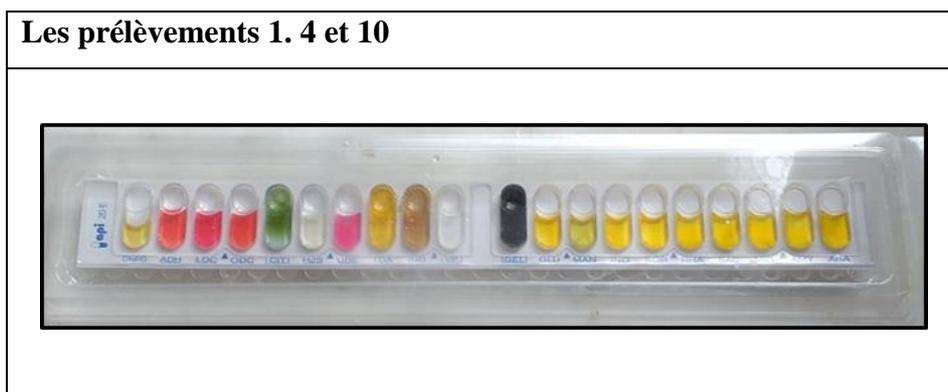
Teste Catalase	Teste Coagulase	Teste Oxydase
 Positif +	 Positif +	 Négatif -



Figure 15 : résultat de différents tests de la galerie classique

- ✓ **Mac conkey**
- **Galerie API20E**
 - Résultats d'identification biochimique des colonies prélevées du milieu Mac conkey a l'aide de galerie API20E (1. 2. 3. 4. 7 et 10).
 - L'interprétation des résultats de galerie API20E est obtenue à l'aide d'un logiciel d'identification, Le tableau d'interprétation et la fiche des résultats de la galerie API 20E sont illustrées dans **annexe 2**.



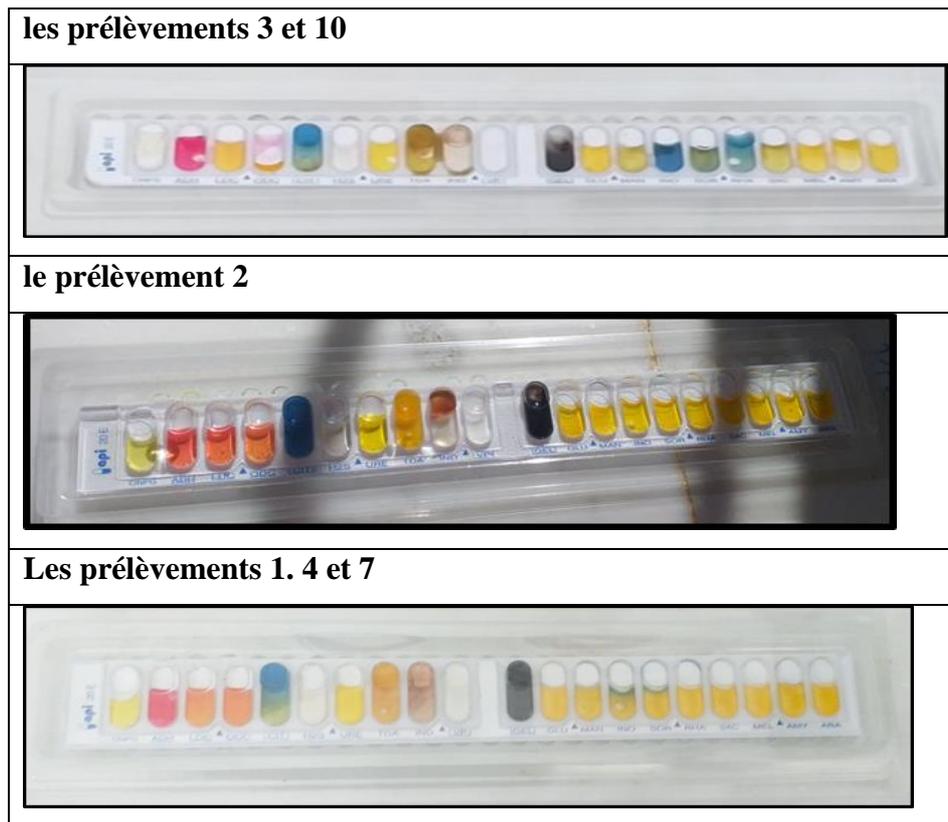


Figure 16 : Résultat de l'identification biochimique par galerie API20E

- **Galerie classique**

- Résultats d'identification biochimique des prélèvements (05, 06 et 08) sont illustrés dans tableau 4

- **Tableau 5 : Résultat des différents tests d'identification biochimique par la galerie classique des prélèvements 5. 6 et 8.**

Les différents tests	Prélèvement 5	Prélèvement 6	Prélèvement 8
ONPG	-	-	+
ADH	+	+	+
LDC	-	-	-
ODC	-	+	-
Urée	-	+	-
TDA	-	-	-
Indol (Kovacs)	-	-	+
Manitol	-	-	+
Mobilite	+	+	+

Citrate	-	+	-
TSI	-	-	+
Oxydase	-	-	+
H₂S	-	-	-
Catalase	+	+	+
Coagulase	-	-	-

B. Evaluation de la contamination

Tableau 06 : Résultats de l'identification biochimique des dix prélèvements effectués

Numéro de prélèvement	Résultats
01	<i>Klebsiella pneumoniae, Serratia odorifera, Staphylococcus aureus</i>
02	<i>Enterobacter aerogenes</i>
03	<i>Serratia fonticola, S.aureus</i>
04	<i>K.pneumoniae, S.odorifera, S.aureus</i>
05	<i>Pseudomonas aeruginosa,</i>
06	<i>P.aeruginosa, s.aureus</i>
07	<i>S.odorifera, S.aureus</i>
08	<i>Aeromonas hydrophila</i>
09	<i>s.aureus</i>
10	<i>Serratia fonticola, K.pneumoniae</i>

Les résultats des dix prélèvements représentés dans le tableau montrent que les bactéries *Staphylococcus aureus* ont été isolées dans six prélèvements, *Serratia (odorifera et fonticola)* dans cinq prélèvements *Klebsiella pneumoniae* dans trois prélèvements, *Pseudomonas aeruginosa* dans deux prélèvements alors que *Aeromonas hydrophila* ainsi que *Enterobacter aerogenes* dans un seul prélèvement.

Cependant dans les dix prélèvements nous avons remarqué une association de deux à trois bactéries dans le même prélèvement notamment :

Dans Les prélèvements 03, 06, 07 et 10 : deux bactéries associées.

Dans les prélèvements 01 et 04 : trois bactéries associées.

❖ Répartition des bactéries identifiées dans les 10 prélèvements

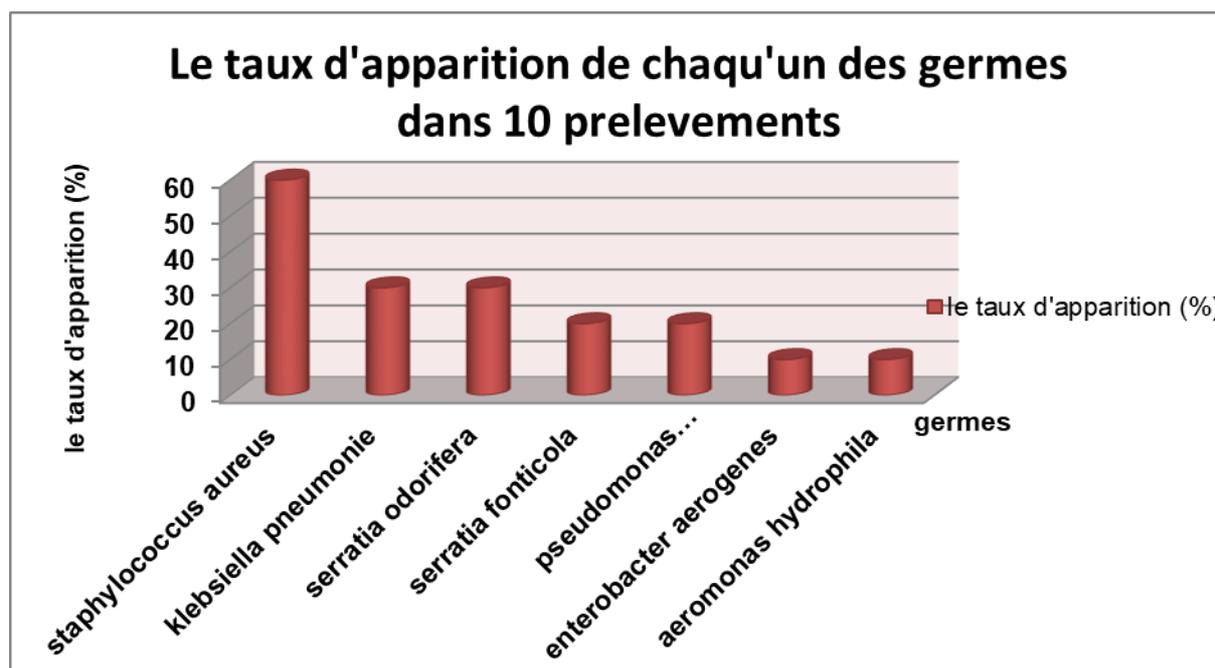


Figure 17 : pourcentage d'apparition des bactéries dans l'ensemble des prélèvements.

Le graphique ci-dessous présente le pourcentage (%) d'apparition des bactéries isolées dans les dix (10) prélèvements :

Staphylococcus aureus (60%), *Serratia odorifera* 30%, *Serratia fonticola* 20%, *Klebsiella pneumoniae* 30%, *Pseudomonas aeruginosa* 20%, *Entérobactérie aerogenes* 10% et *Aeromonas hydrophila* 10%.

C. Nombre de patient hospitalisé

Dans dix patients cinq étaient hospitalisés durant 15 jours et les autres étaient des externes (non hospitalisés).

Tableau 07 : comparaison de la présence des bactéries isolée chez des patients hospitalisés et non hospitalisés

Bactéries isolées chez les patients non hospitalisés	Bactéries isolées chez les patients hospitalisés
<i>Klebsiella pneumoniae, Serratia odorifera, Staphylococcus aureus</i>	Enterobacter aerogenes
<i>Serratia fonticola, S.aureus</i>	<i>P.aeruginosa, s.aureus</i>
<i>K.pneumoniae, S.odorifera, S.aureus</i>	<i>S.odorifera, S.aureus</i>
<i>Pseudomonas aeruginosa,</i>	<i>Aeromonas hydrophila</i>
<i>Serratia fonticola, K.pneumoniae</i>	<i>s.aureus</i>

Le tableau représente une variation des souches bactériennes avec présence de *Pseudomonas aeruginosa, s.aureus et S.odorifera* chez les patients hospitalisés et les non hospitalisés.

II. Discussion

L'infection post opératoire des plaies ou l'infection du site opératoire (ISO) est la complication majeure qui suit une intervention chirurgicale. Dans notre travail nous avons cherché à identifier les germes responsables de cette complication (ISO).

La méthode de prélèvement par écouvillonnage est la méthode que nous avons utilisée dans notre étude puisque l'écouvillon est souvent utile pour évaluer les contaminants sur une petite surface, il permet d'identifier si une tache visible est constituée des bactéries (**laboverdict, laboratoire accrédité MDDELCC**).

Parmi les cas étudiés, un patient âgé de 70 ans a présenté une infection post opératoire Selon **KIENTEGA, (2012)** les âges extrêmes constituent des facteurs de risque. Les extrémités de l'Age sont définies d'après **Sidibe, (2014)** moins d'un an et plus de 65 ans et elle a constaté qu'en dessous ou au-dessus de ces extrémités le risque d'infection augmente. Cela peut être expliqué par la diminution de l'immunité dans cette catégorie d'Age.

Dans notre étude, un cas de complication infectieuse de site opératoire de césarienne, (03) cas de plaie des diabétiques et un seul (01) cas d'infection préopératoire sont rencontrés. Selon **Merzougu et al ., (2018)** L'Infection du site opératoire (ISO) est l'une des complications les plus fréquentes après césarienne qui peut être dû au savon antiseptique donnée aux patientes en quantité inadaptée, qualité de la douche préopératoire des patientes perfectible et non vérifiée, désinfection au bloc opératoire avec des produits non répertoriés par le protocole, spécifiques à certains opérateurs (tels que eau oxygénée), port de bijoux au bloc opératoire par certains professionnels ou bien masque chirurgical absent ou mal positionné chez certains professionnels et/ou manipulé (**Cclin, 2009**) et selon **KIENTEGA, (2012)**, le diabète et l'infection préopératoire ont été associés à un risque accru mais toute fois leur rôle respectif n'est pas clairement établi mais d'après **Yaouba, (2014)** Le diabète est également un facteur de risque intrinsèque connu d'Infection du site Opératoire et de la plaie opératoire. C'est surtout l'absence de régulation métabolique qui est responsable de l'augmentation de ce risque. L'intervention chirurgicale chez des patients sous hypoglycémiant oraux nécessite très souvent le passage à l'insuline pour éviter le déséquilibre glycémique. Il est recommandé de maintenir une glycémie inférieure à 2g/l pendant la période postopératoire.

L'écosystème hospitalier est un milieu constituant un facteur de risque d'infection postopératoire par la présence des germes multi-résistants. En effet, l'allongement de la durée de l'hospitalisation préopératoire augmente le risque d'infection allant de 1% pour une durée

supérieure à un jour, à 4% pour une durée supérieure à 14 jours en chirurgie propre (**Sidibe, 2014**) et selon **Ben Sidi , (2008)** La durée d'hospitalisation est un facteur de risque des infections des plaies post opératoire car 10% des opérés ont une hospitalisation prolongée d'une semaine ou davantage, en raison d'une infection nosocomiale Ce qui explique les infections rencontrée chez 5 patients hospitalisés pondant une période qui a dépassé 15 jours.

Les résultats de l'identification des bactéries pathogènes ont révélé une abondance des bacilles à gram négatif (Entérobactérie) par rapport aux autres genres bactériens.

Selon l'Institut Pasteur, (2016) *Le staphylocoque aureus* est l'espèce du genre de staphylocoque la plus fréquemment rencontrée en pathologie humaine et surtout elle est responsable de l'infection post opératoire. Elle partage avec la bactérie *Escherichia coli* le triste privilège d'être au premier rang des germes responsables d'infections nosocomiales (infections contractées à l'hôpital). Ce qui est compatibles à nos résultats ou *staphylocoque aureus* a été identifié dans la majorité de nos prélèvements (60%)

Les bactéries du genre *Klebsiella*, *Enterobacter* et *Serratia* sont des bactéries Gram négatives qui sont parfois responsables d'infections des plaies faites au cours d'une intervention chirurgicale. Les infections à *Klebsiella*, *Enterobacter*, et *Serratia* sont souvent des infections nosocomiales, se produisant principalement en cas d'altération du système de défense (**Larry et al., 2018**).

Les bactéries *pseudomonas aerogenosa*, *Aeromonas hydrophila* sont responsables des infections post opératoire. (**Sidibe, 2014**)

Pour *pseudomonas aerogenosa* qui est rencontré dans deux prélèvements est aussi considérée comme agent responsable des infections nosocomiales, elle occupe la troisième place juste après *Escherichia coli* et *Staphylococcus aureus* (**Evangelia, et al., 2015 ; Amazian et al., 2010**) surtout chez les patients immunodéprimés ou affaiblis (**Mesaros et al., 2007**).

L'*Aeromonas hydrophila* qui est obtenu dans le résultat d'un seul prélèvement est déjà considéré comme un germe rarement responsable des infections chez l'homme puisqu'elle est beaucoup plus rencontrée dans l'eau et le sol (**Lamy, 2012**).

Les résultats de notre étude montrent la présence de (*S. auerus* et *P. aeruginosa*) chez les patients hospitalisés ce qui est compatible avec les résultats obtenus par **Bouaré (2010)** et **Mamoutou (2011)** sauf la bactérie *A. hydrophila* qui a été rencontrée que dans les résultats de **Bouaré en 2010**.

Bouaré (2010) a identifié d'autres espèces bactériennes notamment *Acinetobacter calcovar iwoffi*, *Citrobacter diversus*, *E. coli* et *Serratia marcescens* qui ne sont pas rencontrés dans nos résultats. Par contre **Bouaré, (2010)** a confirmé la présence de *Kbebsiella pneumoniae* chez les patients hospitalisés.

Conclusion

Conclusion

L'infection post opératoire des plaies chirurgicales est souvent rencontrée après l'intervention. Ce risque infectieux peut s'étendre du tissu cutané jusqu'à la cavité abdominale ou pleurale et être la pointe d'une infection profonde.

Durant la réalisation de ce travail, nous avons constaté une fréquence élevée de l'infection des plaies opératoires dans le service de la chirurgie générale, suivit par les services de traumatologie, médecine interne et maternité.

A partir des résultats obtenus de l'identification et la caractérisation microbiologiques des bactéries pathogènes présentes sur les surfaces des plaies infectés et d'après l'étude comparative entre les bactéries isolées chez les patients hospitalisés et non hospitalisés nous pouvons conclure que *S. aureus*, qui a été isolée dans six prélèvements, et *Serratia (odorifera et fonticola)*, qui a été isolée dans cinq prélèvements, sont les pathogènes majeurs des infection des plaies chirurgicales étudiées.

Toutes les bactéries rencontrés dans notre étude chez les patients hospitalisés et les non hospitalisés sont responsable des infections nosocomiales mais peut être trouvé dans l'environnement donc après la comparaison de ces bactéries on peut constater que sont à l'origine d'une infection préopératoire ou apporté (l'environnement, autre patient, personnelle ou autre facteur de contamination)

Le type de chirurgie, l'âge, la durée d'hospitalisation et le diabète sont des facteurs qui ont une influence sur l'apparition et la fréquence des infections post opératoires.

Une prévention rigoureuse par l'utilisation des règles d'hygiène corporelle correctes (des toilettes complètes avant l'intervention chirurgicales), lavage des mains, port de gants, stérilisation des instruments, bien préparer la peau avant l'opération (mais ne pas raser plusieurs heures avant l'opération), faire attention aux fautes d'asepsie préopératoire, peropératoire et postopératoire, peut minimiser le risque infectieux des plaies chirurgicales.

Recommandations

Recommandations

Tout le monde doit être conscient et coopéré pour la lutte contre les infections des plaies post opératoires. La prévention de l'infection du site opératoire débute dans la période préopératoire et continue jusqu'à la période post opératoire.

Il est recommandé de :

- Prendre en considération tous les facteurs de risques notamment la présence de maladie, infection préopératoire, immunosuppression...etc.
- Il faut sensibiliser les gens sur l'hygiène et les risque de l'infection avant toutes interventions chirurgicale.
- Il faut s'assurer que la stérilisation du matériel utilisé dans l'opération soit adéquate et suffisante pour éviter le risque de contamination.
- Création d'une commission de la lutte contre les infections nosocomiales.

Dans l'objectif d'avoir plus de résultat et d'enrichir notre étude, nous recommandons de :

- Faire une étude comparative entre les bactéries isolées à partir des plaies infectées et des bactéries isolées à partir des blocs opératoires et les milieux hospitaliers.
- On cas d'infection préopératoire, il est recommandé de faire une étude microbiologique afin d'identifier les pathogènes présents avant l'acte chirurgicale et par conséquent préciser l'origine des infections post opératoires.
- Augmenter le nombre des échantillons.
- Faire l'antibiogramme et chercher le traitement adéquat.
- Faire une étude plus vaste et explorer d'autres germes présents dans des plaies chirurgicales infectées (champignons, parasites, virus).

Références bibliographiques

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. (Mémoire de master, Université Kasdi Merbah-Ouargla).

Amara, I., Khaldi, Z. (2015). Isolement, identification et étude de l'antibiorésistance des souches bactériennes isolées à partir de services de réanimation et d'hémodialyse de CHU Ouargla (Mémoire de master). Université Ouargla.

Appit (association des professeurs de pathologies infectieuses tropicales). Infections nosocomiales. Le POPPI guide pratique des traitements de 5ème édition. Montligeon 1990; P: 286.

Amazian, K., Rossello, J., Castella, A., Sekkat, S., Terzaki, S., Dhidah, L. et al. (2010) [Prevalence of nosocomial infections in 27 hospitals in the Mediterranean region]. East Mediterr Health J 16: 1070-1078.

B

Biokar. (2009). Gélose de Mac Conkey. www.solabia.com.

Biokar Diagnostics. (2003). Gélose TSI. www.biokar-diagnostics.fr.

Bio-Rad. (2011). LDC-ODC-ADH /Bouillon. www.foodscience.bio-rad.fr.

Boudouda, R. (2015). Caractérisations biochimique, microbiologique et mutagenèse de *Pseudomonas aeruginosa* (Mémoire de master). Université des Frères Mentouri Constantine.

Boukhemis, A., Boutersa, A. (2015). Identification et antibiorésistance de souches d'*Escherichia coli* et de *Klebsiella pneumoniae* des infections urinaires à l'aide des moyens classiques et des moyens automatisés. (Mémoire de master). Université des Frères Mentouri Constantine.

Bahlouli, S., Idiri, N. (2015). Criblage de souches d'entérobactéries productrices de carbapénèmes au niveau des laboratoires d'analyses médicales de la wilaya de Béjaïa. (Mémoire de master). Université A. mira – Bejaïa.

Buisson, B. Les infections nosocomiales : bilan et perspective rev. Med. / Sciences, Paris
2000 16 :89-102.

Benedetto, D., Bruno, C., Bernasconi E. (2013). Infection du site chirurgical : facteurs de risque, prévention, diagnostic et traitement-*Revue Médicale Suisse*.

Bouaré, Y M. (2010). Etude des infections postopératoires dans le Service de Traumatologie-Neurochirurgie de l'hôpital Gabriel Touré. (Thèse de médecin). Université de Bamako.

Ben Sidi, D., Hadara, B. (2008). Etude des facteurs associés aux infections des plaies opératoires à l'hôpital zone Ouidah au Bénin. (Mémoire de master). Université d'Abomey Calavi

C

Creanor S, Barton A, Marchbank A. Effectiveness of a gentamicin impregnated collagen sponge on reducing sternal wound infections following cardiac surgery: a meta-analysis of randomized controlled trials. *Ann R CollSurg Engl.*2012;(4) :227-31.

Chibi, A. (2015). Evaluation de formation de biofilm par *Pseudomonas aeruginosa* et *Staphylococcus aureus* isolées de CHU Tlemcen (Mémoire de master). Université de Tlemcen.

Chaala, W. (2013). Occurrence et profil d'antibiorésistance des *Staphylococcus aureus* isolée De produits alimentaires (Thèse de doctorat). Université d'Es-senia Oran.

Charvet, R. (2010). Les infections du site Opératoire (ISO) en orthopédie et traumatologie. Actualités et conséquences médico-légales, Réflexions à propos d'une étude prospective de 7163 interventions chirurgicales sur cinq ans. (Thèse de doctorat). UNIVERSITE HENRI POINCARÉ.

CCLIN PARIS-NORD. Le réseau INCISO trois mois de surveillance des infections du site opératoire dans 120 services de chirurgie de l'inter-région. Paris-Nord. BEA 1999; 25 :106-7.

Charnley J., Eftekhari N. Postoperative infection in total prosthetic replacement arthroplasty of the hip-joint: with special reference to the bacterial content of the air of the operating room. *Br J Surg* 1969 ; 56 : 641-649.

CCLIN-ouest. Hygiène des plaies et pansements. CUH de RENNES- Pontchaillou. Mai 2004

Copyright © 2018 - CHU de Tours. SOINS ET SURVEILLANCE DE LA PLAIE OPÉRATOIRE DE LA CHIRURGIE DE LA MAIN. Repéré à <https://www.chu-tours.fr/soins-et-surveillance-de-la-plaie-operatoire-de-la-chirurgie-de-la-main.html?fbclid=IwAR2uixekTTJh56fgGKw6QsBGIBUR4KVOOp8PEZhw1fc-AJhdsqYrXZWAQYg>.

CCLIN SUD-OUEST. (2009). Retour d'expérience, signalement d'infections nosocomiales, Cas groupés d'infections du site opératoire en gynécologie-obstétrique. Repéré à <http://nosobase.chulyon.fr/recommandations/maternite.html>.

Charnley J., Eftekhar N. Postopérative infection in total prosthetic replacemenarthroplasty of the hip-joint: with special reference to the bacterial content of the air of the operating room. Br J Surg 1969; 56: 641-649.

Charnley J., Eftekhar N. Postopérative infection in total prosthetic replacemenarthroplasty of the hip-joint: with special reference to the bacterial content of the air of the operating room. Br J Surg 1969 ; 56 : 641-649.

Cruse P.J.E. FOORDR. A five year prospective study of 23649 surgical woud. Surg.Clin. ; Noorth Am. 1980 ; 60 :27-40.

D

Danis, F., Poly, M.C., Martin, C., Bingen, E.& Quentin, R (2007). Bacilles à Gram négatif non fermentaire, Genre Pseudomonas. In Bacteriologie Médicale, techniques usuelle, pp.330-343. Edited by E. Masson.

Dolo. Les infections de la plaie opératoire dans le service de chirurgie général et pédiatrique de l'hôpital Gabriel Touré. Thèse de médecine, Bamako 2001 ; N°30.

Desmeulles, H. Prévention des infections du site opératoire, préparation cutanée de l'opéré : état actuel des connaissances. EMC, N° 2 AVRIL 2004.

Desplaces, N. Physiopathologie des ISO- moyens diagnostiques. GH Diaconesses croix saint –paris. CCLin sud –Est/ Protocole ISO sud-Est/ Version décembre 2012.

Delaye, A. ; DIALLO G. ; SISSOKO F. ; SOUMARE S. ; TRAORE B. Complications infectieuses postopératoires en chirurgie abdominale : rôle et Signification de la durée de l'intervention. Mali Médical ; 1995 ; 10, N°1&2 :22-27.

Djibrilla, Y. (2014). Surveillance clinique des infections du site opératoire à l'hôpital régional de Ngaoundéré (Cameroun). (Mémoire de master). Université de Ngaoundéré.

Docteurclic. (2019). Repéré à <https://www.docteurclic.com/encyclopedie/generalites-sur-la-chirurgie.aspx#p1>.

G

Giamarellou H, Antoniadou A. Epidemiology, diagnosis, and therapy of fungal infections in surgery. Infect Control HospEpidemiol J SocHospEpidemiol Am.1996 ;17(8) :558-64.

Gasmi, K., Sahraoui, H. (2018). Antibiorésistance des souches bactériennes impliquées dans les infections du pied diabétique (Mémoire de master). Université Kasdi Merbah-Ouargla.

Guetarni, N. (2014). Les infections du site opératoire (ISO) au CUH d'Oran. Thèse de doctorat. Université d'Oran.

Ghernaout-benchouk, S. (2013). Prévalence du portage nasal de staphylococcus aureus : son rôle dans l'infection du site opératoire. Thèse de doctorat. Université de Tlemcen.

Guide Technique d'Hygiène Hospitalière, C. CLIN « réseau national de prévention des infections associées aux soins » Fiche n° 2.02, 2004, 06 pages, Sud-Est, Lyon – France.

H

Heather, L., David, H., Forest, L., Janet, L., Deirdre, O., Jin, S., Haley, J. (2017). La peau : anatomie, physiologie et cicatrisation des plaies. *Pratiques exemplaires pour la gestion des soins de la peau et des plaies*,1507, 19- 24.

Haute autorité de santé (HAS). L'évaluation des pratiques professionnelles dans le cadre de l'accréditation des établissements de santé, France, Juin 2005. Paru dans Mamoutou DIARRA.

J

Jaouhar, M. (2017). Validation d'un protocole de désinfection des surfaces d'un service hospitalier. Université Sidi Mohamed Ben Abdellah Faculté des sciences et Techniques. Mémoire de master. 74p.

K

Kadi, Z. CCLIN paris –Nord : Diaporama 'les infections du site opératoire (ISO) : épidémiologie, facteurs de risque et prévention' DH HH 9 mars 2011.

Kari, N., Laifaoui, S. (2013). Etude de la résistance aux Antibiotiques Chez les Bacilles à Gram négatif isolés à partir des Effluents de deux Hôpitaux de la wilaya de Béjaia (Akbou et Sidi Aich). (Mémoire de master). Université Abderrahmane mira de Béjaia.

Kientega S. Judith, A. (2012). LES INFECTIONS DU SITE OPERATOIRE : ASPECTS EPIDEMIOLOGIQUES, CLINIQUES, BACTERIOLOGIQUES ET THERAPEUTIQUES DANS LE SERVICE DE CHIRURGIE VISCERALE DU CHUYO. A PROPOS DE 55 CAS. (Thèse de doctorat). UNIVERSITE DE OUAGADOUGOU, BURKINA FASO.

Kizerbo, G.A., Bithiou, B. Etude des hémocultures positive au CHU de FANN-DAKAR. Bilan de trois années de laboratoire de bactériologie. Med. Afr. Noire 1987.

L

Laboverdict, laboratoire accredité MDDELCC. Écouvillons / Éponges Verdict se spécialise dans l'analyse d'échantillons d'air et de matériaux. Repéré à http://www.laboverdict.com/ecouvillonseponges.php?fbclid=IwAR1cJDPsjTycneM_GGOOfCa fffc8xAZlwv35nNshmiQ15xCMkbtu2MTk.

L’Institut Pasteur. (2016). Le staphylocoque doré. Repéré à <https://www.pasteur.fr/fr/centre-medical/fichesmaladies/staphylocoque?fbclid=IwAR1ItDcd3jg42IgFRcQxCafaV0QKwVJJB rztSoj0dWGzPWqxcBKG7y8UBjA>.

Larry M., Bush, MD., Maria, T., Perez, MD. (Avril 2018). Infections à *Klebsiella*, *Enterobacter* et *Serratia*. Repéré à <https://www.msmanuals.com>.

Lamy, B. (2012). *Aeromonas* et aéromonoses en médecine humaine. Montpellier cedex, 9698(12)57775-7.

M

Mastro TD, Farley TA, Elliott JA, Facklam RR, Perks JR, Adler JL, et al. An outbreak of surgical-wound infections due to group A streptococcus carried on the scalp. *N Engl J Med.* 1990 ;323(14) :968-72.

Mamoutou, D. (2011). EVALUATION DE LA QUALITE DES SOINS POSTOPERATOIRES EN CHIRURGIE « B » CHU DU POINT G. (Thèse de doctorat). Université de Bamako.

Mechernene, LS., Belhadj, I. (2017). Evaluation de la qualité de la préparation du champ opératoire au service de chirurgie générale ‘A’ au CUH Tlemcen. (Thèse de médecin). Université de Tlemcen.

Mmes K. Jaggi, M.-H. Tarteaut, S. Marionetti, L. Blal, M. Szewczyk, N. Donnat et R. Alvarez. (2012). PRINCIPES GÉNÉRAUX POUR LES SOINS DE PLAIES. Dans M. A. Laubscher et P. Dayer. (Dir.), *Les soins de plaies au cœur du savoir infirmier, de l'évaluation à l'intervention pour mieux prévenir et traiter* (1e éd., vol. 2, p. 263-270). Québec.

Merzougui, L., Marwen, N., Hannachi, H., Massoudi, A., Ben Elhaj, O., Waddah, M., Fatnassi, R. (2018). Incidence et facteurs de risque de l’infection de site opératoire après césarienne dans une maternité de Tunisie. *Santé public*, 30(3), pages 339 à 347.

Mesaros N., Nordmann P., Plésiat P., Roussel-Delvallez M., Van Eldere J., Glupczynski Y., ... Van Bambeke, F. (2007). *Pseudomonas aeruginosa* : résistance et options thérapeutiques à l’aube du deuxième millénaire. *Antibiotiques*, 9(3), 189-198.

P

Pottecher, B., Rhinn, I. Le point sur la préparation du champ opératoire en chirurgie réglée. X Journées d'Hygiène Hospitalière. Bordeaux, 9-10 Juin 1988.

Pikdare, S.r.l. (2002-2018). Après une intervention chirurgicale, votre plaie opératoire a besoin de soins. Repéré à http://www.picsolution.com/fr/conseils/pour-vous-aider-a-choisir/apres-une-intervention-chirurgicale-votre-plaie-operatoire-a-besoin-de-soins.html?fbclid=IwAR3pm_uQgE7sH-pjRVje-zNZcRQgg0R-rWDVbyVijRTsPdfoFQvuErEsJGw.

PUJOL M., PALLARES R., ARIZA J., AYATS J., DOMINGUEZ M.A., GUDIOL F. Nosocomial Staphylococcus aureus bacteremia among nasal carriers of methillin-resistant and methicillin-susceptible strains 1996.

R

Romdhane, M. (2011). Immobilisation des bactéries isolées à partir des zones minières sur des supports polymériques pour la bioremédiation (Mémoire de master). Université de Manouba.

Recommandations pour la préparation cutanée de l'opéré, CCLIN - Version n° 2 - Juin 2001 - Page 23, Sud-Ouest Toulous -France.

S

Société Française d'Hygiène Hospitalière. Gestion préopératoire du risqué infectieux. http://www.sf2hnet/publications-SF2H_recommandation_gestion_preooperatoire_du_risque_infectieux_2013pdf.2013 ;

Sulkin, E.S., and Willet, J.C. 1940. A Triple Sugar Ferrous Sulfate Medium for use in Identification of Enteric Organisms. J. Lab. Clin. Med., 25 : 649-653.

Sidibe, R. (2014). LES INFECTIONS POST-OPERATOIRES DANS LE SERVICE DE TRAUMATOLOGIE ET D'ORTHOPEDIE DU CHU GABRIEL TOURE. (Thèse de doctorat). Université de Mali.

Références bibliographique

Sagar, aryal. (2018). Biochemical Test and Identification of *Pseudomonas aeruginosa*. Repéré à https://microbiologyinfo.com/biochemical-test-and-identification-of-pseudomonas-aeruginosa/?fbclid=IwAR0r5qDQqpTAJoG89ssksP3ChkVnGyIt57A5dIsIA6gDtOxN8bL_nItG_0.

T

Taleb, CH. (2013). Etude de la résistance aux antibiotiques d '*Acinetobacter baumannii* au niveau des services de traumatologie et de médecine interne du CHU de Tlemcen (Mémoire de master). Université Abou Bekr Belkaid- Tlemcen.

Traore, B. Complications infectieuses en chirurgie abdominale à propos de 369 cas. Thèse de médecine, Bamako 1993 ; N°4.

Tzika, E., Ferrara, D., W.-H. Boehncke, W-H., L. Toutous Trelu, L., N. Barouti. (2015). Surinfection de plaie chronique par *Pseudomonas aeruginosa*. Rev Med Suisse, 11 : 768-72.

Traore, B. Complications infectieuses en chirurgie abdominal à propo de 369 opérés. Thèse De médecine, Bamako 1993 ; n°4.

V

VACHON, F. Antibioprophylaxie, risque infectieux en chirurgie. J. chir (Paris) 1986, N°3 : 197-203.

Votre guide pour le soin d'une plaie (2014). AIDEZ VOTRE GUÉRISON RLISS du Nord-Est. Repéré à [http:// www.nelhin.on.ca](http://www.nelhin.on.ca).

W

Wilson, J., Ramboer, I., Suetens, C., Helics-SSI working group. Hospitals in Europe link for infection control through surveillance. Inter-country comparison of rates of surgical site infection – opportunities and limitations. J Hosp infect. 2017 ; 65Suppl 2 : 165-70

Annexes

❖ ANNEXE 01 : Composition des milieux de culture

✓ Milieu Chapman : (chibi,2015)

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

pH=7,6

Préparation : 111 g par litre d'eau distillée. Stérilisation à l'autoclave : 15 minutes à 120°C.

✓ Gélose nutritive : (bahlouli et idiri,2015)

Peptone.....	10.0g
Extrait de viande.....	5g
Chlorure de sodium.....	5g
Agar.....	10.0g

pH=7.3

✓ Milieux Mac Conkey : (boutersa et boukhmis,2015)

Peptone.....	20g
Lactose.....	10g
Sels biliaries.....	1.5g
Cristal violet.....	0.001g
Rouge neutre.....	0.05g
Chlorure de sodium.....	5g
Agar.....	15g

pH = 7,1

✓ **Bouillon nutritif : (Amara et khaldi,2015)**

Tryptone 10,0 g

Extrait de viande..... 5,0 g

Chlorure de sodium.....5,0 g

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

❖ **ANNEXE 02 : Lecture de la galerie API20E (kari et laifaoui,2013)**

Tests	Composants Actifs	QTE	Réaction /Enzyme	Résultats	
				Négatif	Positif
ONPG	2-nitrophényl- β -D-galactopyranoside	0,223	β -galactosidase (Ortho NitroPhényl- β -D -	Incolore	Jaune
<u>ADH</u>	L-arginie	1,9	Arginie Dihydrolase	Jaune	Rouge-orangé
<u>LDC</u>	L-lysine	1,9	Lysine-DiCarboxylase	Jaune	Rouge-orangé
<u>ODC</u>	L-Ornithine	1,9	Ornithine Décarboxylase	Jaune	Rouge-orangé
<u>CIT</u>	Trisodium citrate	0,756	Utilisation de Citrate	Vert pâle-jaune	Bleu-Vert-bleu
<u>H2S</u>	Sodium thiosulfate	0,075	Production d'H2S	Incolore-grisâtre	Dépôt noir-fin liseré
<u>URE</u>	Urée	0,76	Uréase	Jaune	Rouge-orangé
TDA	L-tryptophane	0,38	Tryptophane Désaminase	TDA-immédiat	
				Jaune	Marron-rougeâtre
IND	L-tryptophane	0,19	Production d'indole	KOVACS-immédiate	
				Incolore Vert pâle-	Rose

<u>VP</u>	Sodium pyruvate	1,9	Production d'acétoine	VP1+VP2 /10min	
				Incolore- Rose pâle	Rose- rouge
<u>GEL</u>	Gélatine (origine bovine)	0,6	Gélatinase (Gélatine)	Non diffusion	Diffusion du pigment noir
GLU	D-glucose	1,9	Fermentation- oxydation (Glucose)	Bleu- bleu- vert	Jaune
MAN	D-mannitol	1,9	Fermentation- oxydation (Mannitol)	Bleu- bleu- vert	Jaune
INO	Inositol	1,9	Fermentation- oxydation (Inositol)	Bleu- bleu- vert	Jaune
SOR	Sorbitol	1,9	Fermentation- oxydation (Sorbitol)	Bleu- bleu- vert	Jaune
RHA	L-rhamnose	1,9	Fermentation- oxydation	Bleu- bleu- vert	Jaune
SAC	D-saccharose	1,9	Fermentation- oxydation	Bleu- bleu- vert	Jaune
MEL	D-melibiose	1,9	Fermentation- oxydation	Bleu- bleu- vert	Jaune
AMY	Amygdaline	1,5 7	Fermentation- oxydation	Bleu- bleu- vert	Jaune
ARA	L-arabinose	1,9	Fermentation- oxydation	Bleu- bleu- vert	Jaune

❖ **Annexe 03 : Résultats de l'identification biochimique**

- ✓ **Tableau 01: Biochemical Test and Identification of Pseudomonas aeruginosa (Sagar Aryal, 2018)**

Characteristics	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>
Motility (mobilité)	Motile (Unipolar)
Catalase	Positive (+ve)
Oxydase	Positive (+ve)
Indole	Negative (-ve)

Citrate	Positive (+ve)
Urease	Negative (-ve)
H2S	Negative (-ve)
Coagulase	Negative (-ve)
Glucose	Negative (-ve)
Lactose	Negative (-ve)
Mannitol	Positive (+ve)
ONPG test	-

Tableau2 : LDC-ODC-ADH/ Bouillon (Bio –Rad, 2011)

MICRO-ORGANISMES	Culture des micro-organismes en 24 h à 37°C		
	LDC	ODC	ADH
<i>Shigella flexneri</i> ATCC 12022	-	-	-
<i>Shigella sonnei</i> ATCC 25931	-	+	-
<i>Klebsiella pneumoniae</i> ATCC 13883	+	-	-
<i>Pseudomonas aeruginosa</i> ATCC 27853	-	-	+

Tableau 03 : Tests biochimiques des deux biotypes de *Pseudomonas aeruginosa* (Chibi ,2015)

Tests	ADH	LDC	ODC	CIT	H2S	URE	TDA	IND	VP	GEL	GLU	MAN	INO	SOR	RHA	SAC	MEL	AMY	ARA	OX	NO2	N2
0312000	+	-	+	+	-	+	-	-	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
2202000	+	-	-	+	-	-	-	-	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-

Tableau 06 : test biochimiques des différentes espèces testé :(kari et laifaoui,2013)

Co de	Identification	ONPG	ADH	LDC	ODC	CIT	H2S	URE	TDA	IND	VP	GEL	GLU	MAN	INO	SOR	RHA	SAC	MEL	AMY	ARA
S1	<i>Klebseilla oxytoca</i>	+	-	+	-	+	-	+	-	+	+	-	+	+	+	+	+	+	+	+	+
S2	<i>Enterobacter cloacae</i>	+	+	-	+	+	-	-	-	-	-	-	+	+	-	+	+	+	+	+	+
S3	<i>Pseudomonas sp</i>	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+	-	-	-	-	-	+	-	-
S4	<i>Aeromonas hydrophila</i>	+	+	-	-	-	-	-	-	+	-	+	+	+	-	-	-	+	-	-	+
S5	<i>Pseudomonas sp</i>	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+	-	-	-	-	-	+	-	-
S6	<i>Aeromonas hydrophila</i>	+	+	-	-	-	-	-	-	+	-	+	+	+	-	-	-	+	-	+	+
S7	<i>Pseudomonas sp</i>	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+	-	-	-	-	-	+	-	-
S8	<i>Aeromonas hydrophila</i>	+	-	-	-	-	-	-	-	+	-	+	+	+	-	-	-	+	-	+	+
S9	<i>Klebseilla oxytoca</i>	+	-	+	-	+	-	+	-	+	+	-	+	+	+	+	+	+	+	+	+
S10	<i>Aeromonas hydrophila</i>	+	+	-	-	-	-	-	-	+	-	+	+	+	-	-	-	+	-	-	+
S11	<i>Morganella morganii</i>	-	-	-	+	-	-	+	+	+	+	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-
S12	<i>Morganella morganii</i>	-	-	-	+	-	-	+	+	+	+	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-
S13	<i>Citrobacter freundii</i>	+	+	-	+	+	-	-	-	-	-	-	+	+	-	+	+	+	+	-	+

Tableau 04 : Résultat d'identification de *Staphylococcus aureus* par la galerie classique

Tests	<i>S.aureus</i>
Oxydase	negatif -
Catalase	positif +
Coagulase	positif +
Urée	positif +

- **Résultat test TSI (Biokar ,2003)**

- **Fermentation de glucose**

- Culot rouge : glucose non fermenté

- Culot jaune : glucose fermenté

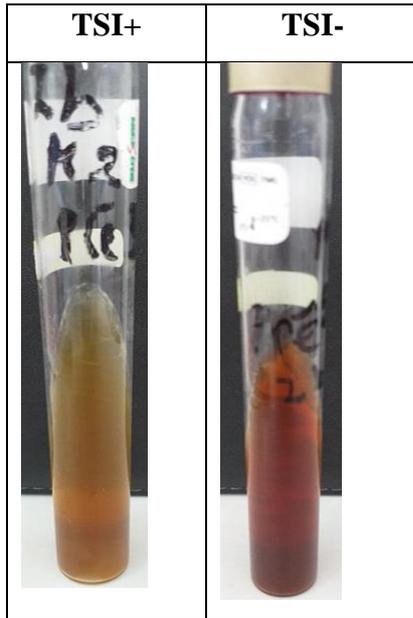
- **Fermentation du lactose et/ou du saccharose**

- Pente inclinée rouge : lactose et saccharose non fermentés

- Pente inclinée jaune : lactose et/ou saccharose fermenté(s)

- Production de gaz** apparition de gaz dans le culot.

- **Formation d'H₂S** formation d'une coloration noire entre le culot et la pente ou le long de la piqûre.



Résultat du test TSI

- **Résultat test ONPG (Amara et Khaldi, 2015)**



Résultat test ONPG

- **Résultat Citrate de Simmons (Boudouda,2015)**

Citrate+ : virage de milieu au bleu et une culture de colonie sur la pente.

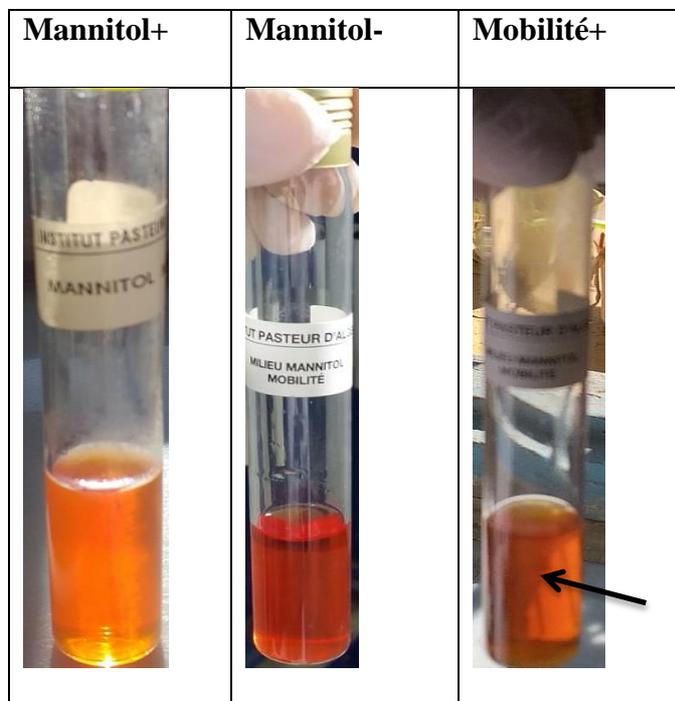


Résultat Citrate de Simmons

- **Résultat Mannitol-Mobilité (Amara et Khaldi, 2015).**

Mannitol+ : Coloration Jaune du milieu.

Mobilité+ : apparition de la diffusion des bactéries dans la gélose de part est d'autre de la Piqûre centrale



Résultat Mannitol-Mobilité

- **Résultat test des décarboxylases : LDC, ODC, ADH (Bio-Rad, 2011)**

-Absence de décarboxylase : virage du milieu au jaune.

- **Présence de décarboxylase** : coloration violet de milieu.

LDC		ODC		ADH	
					
(+)	(-)	(+)	(-)	(+)	(-)

Résultat du test des décarboxylases : LDC, ODC, ADH

- **Résultat test de TDA (Boukhmis et boutersa,2015)**

Coloration brun : TDA positif.

Coloration jaune : TDA négatif.

TDA +	TDA -
	

Résultat du test de TDA

- **Résultat test indole (Amara et Khaldi,2015)**

Formation d'un anneau rouge : indole+.

Absence d'anneau rouge : indole-.

Indole+.	Indole-
	

Résultat du test indole

Resumé :

L'infection des plaies chirurgicales est une complication postopératoire fréquente dans les hôpitaux à travers le monde et pose un problème majeur de santé publique. Dans ce contexte cette étude consiste à isoler et identifier les bactéries pathogènes responsables d'infections post opératoire des plaies chirurgicales. Les échantillons ont été prélevés, par la méthode d'écouvillonnage, à partir des plaies de dix (10) patients opérés (hospitalisés et non hospitalisés) dans deux hôpitaux de la wilaya d'Ain temouchent (Ahmed medeghri et Dr. benzrjeb) durant une période de deux (02) mois. Une étude bactériologique a été effectuée par des méthodes microbiologiques et biochimiques. Six genres bactériens ont été isolés : *Staphylococcus*, *Pseudomonas*, *Enterobacter*, *klebsiella*, *serratia*, *aeromonas*. La répartition des bactéries dans les plaies des patients opérés a montré une prédominance de l'infection par *Staphylococcus* (60%) puis *Serratia odorifera* 30%, *Serratia fonticola* 20%, *Klebsiella pneumoniae* 30%, *Pseudomonas aeruginosa* 20%, Entérobactérie *aerogenes* 10% et *Aeromonas hydrophila* 10%.

Les résultats de cette étude montrent une diversité bactérienne qui joue un rôle important dans l'infection des plaies chirurgicales.

Mots clés : Plaies chirurgicales, complication post opératoire, infection, étude bactériologique, patients opérés, bactérie pathogène.

Abstract :

Infectious surgical wounds are a frequent postoperative complication in hospitals around the world and pose a major public health problem. In this context, this study consists of isolating and identifying the pathogenic bacteria responsible for postoperative infections of surgical wounds. Samples were collected by the swabbing method from the wounds of ten (10) operated patients (hospitalized and outpatients) in two hospitals of the wilaya of Ain Temouchent (Ahmed medeghri and Dr. benzrjeb) during a period of two (02) months. A bacteriological study was carried out by microbiological and biochemical methods. Six bacterial genera were isolated: *Staphylococcus*, *Pseudomonas*, *Enterobacter*, *Klebsiella*, *Serratia*, *Aeromonas*. The distribution of bacteria in the wounds of the operated patients showed a predominance of *Staphylococcus* infection (60%) then *Serratia odorifera* 30%, *Serratia fonticola* 20%, *Klebsiella pneumoniae* 30%, *Pseudomonas aeruginosa* 20%, *Enterobacterium aerogenes* 10% and *Aeromonas hydrophila* 10%.

The results of this study show a bacterial diversity that plays an important role in the infection of surgical wounds.

Key words: Surgical wounds, postoperative complication, infection, bacteriological study, operated patients, pathogenic bacteria.

ملخص:

تعد إصابة الجروح الجراحية من المضاعفات الشائعة بعد العملية الجراحية في المستشفيات حول العالم وتشكل مشكلة صحية عامة كبيرة. في هذا السياق، تتكون هذه الدراسة من عزل وتحديد البكتيريا المسببة للأمراض المسؤولة عن التهابات ما بعد الجراحة من الجروح الجراحية. تم جمع عينات من طريقة المسح من جروح عشرة (10) مرضى (مستشفيات وعيادات خارجية) في مستشفيات بولاية عين تموشنت (أحمد مدغري والدكتور بنزرجب) خلال فترة شهرين (02). تم إجراء دراسة بكتريولوجية بواسطة طرق الميكروبيولوجية والكيمياء الحيوية. تم عزل ستة أجناس بكتيرية: المكورات العنقودية، الزائفة، الأمعاء المعوية، كليبيلا، سيراتيا، إيروموناس. أظهر توزيع البكتيريا في جروح المرضى الذين تم عزلهم *Serratia odorifera* 30% و *Serratia fonticola* 20% و *Klebsiella pneumoniae* 30% و *Pseudomonas aeruginosa* 20% و *Enterobacterium aerogenes* 10% و *Aeromonas hydrophila* 10%.

تظهر نتائج هذه الدراسة تنوع البكتيريا التي تلعب دورا هاما في إصابة الجروح الجراحية

الكلمات المفتاحية: الجروح الجراحية، مضاعفات ما بعد الجراحة، العدوى، الدراسة البكتريولوجية، المرضى الذين تم عزلهم، البكتيريا المسببة للأمراض