



الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
République Algérienne Démocratique Et Populaire
وزارة التعليم العالي والبحث العلمي
Ministère De L'enseignement Supérieur Et De La Recherche Scientifique



Université Frères Mentouri Constantine 1
Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie

جامعة الإخوة منتوري قسنطينة 1
كلية علوم الطبيعة والحياة

Département : Biologie appliquée

قسم : بيولوجيا تطبيقية

Mémoire présenté en vue de l'obtention du Diplôme de Master

Domaine : Sciences de la Nature et de la Vie

Filière : Sciences Biologiques

Spécialité : Microbiologie et Hygiène Hospitalière (P)

N° d'ordre :

N° de série :

Intitulé :

Implication de l'environnement hospitalier dans la survenue d'infections post opératoires à l'EPH Kais Khenchela

Présenté par : BOUAROUR MAISSA

Le : 12/06/2024

KAABECHE AMINA

Jury d'évaluation :

Présidente : Dr CHENTLI A. (Maitre de conférences A - Université Frères Mentouri Constantine 1)

Encadrante : Dr ZITOUNI H. (Maitre de conférences B - Université Frères Mentouri Constantine 1)

Examinatrice : Dr BENHAMDI A. (Maitre de conférences A - Université Frères Mentouri Constantine 1)

Année universitaire
2023 - 2024

Remerciements

Nous tenons d'abord à remercier Dieu le tout puissant qui nous a donné la force et la patience d'accomplir ce modeste travail.

*En second lieu, nous tenons à exprimer nos vifs remerciements à Mme **ZITOUNI Hind** maître de conférences B à l'Université Frères Mentouri de Constantine 1, qui est pour nous un encadreur attentif et disponible. Sa compétence distinctive, sa rigueur scientifique nous ont beaucoup aidés. Nous la remercions, pour son assistance matérielle et morale, pour son aide et son soutien.*

*Nos remerciements s'adressent à Mme **BENHAMDI A** Maitre de conférences A à l'Université Frères Mentouri Constantine1 ; pour avoir accepté de juger ce travail et pour l'insigne honneur qu'elle nous fait en acceptant de présider le jury de ce mémoire.*

*Un très grand merci à Mme **BATAICHE I** Maitre de conférences A à l'Université Frères Mentouri Constantine1 ; pour avoir accepté d'examiner et d'évaluer ce modeste travail.*

*Nos remerciements vont aussi à Mr **KACEM CHAUCHE NOREDDINE**, chef de département de Biologie Appliquée pour nous avoir acceptées dans son département.*

*Nous remercions également tout le personnel de l'EPH Kais Khenchela, en particulier Le chirurgien **MIZANE SIHAM** qui a beaucoup contribué à ce travail.*

Nous exprimons tous nos remerciements à l'ensemble des professeurs de notre spécialité (Microbiologie et Hygiène Hospitalière). Les plus grandes leçons ne sont pas tirées d'un livre mais d'un enseignant tel que vous. Merci d'avoir pris le temps de nous aider au cours de ces années et de nous avoir accompagné dans la maîtrise de nos connaissances.

Maïssa et Amina

Dédicace

Au nom de Dieu, le Tout Miséricordieux, le Très Miséricordieux.

Celui qui dit "Je l'ai obtenue" Et moi, pour elle, si elle refuse, je la poursuis malgré elle.

Après un parcours scolaire qui a duré des années, portant avec lui beaucoup de difficultés, de peines et de fatigue, me voici aujourd'hui debout sur le seuil de ma remise de diplôme, récoltant les fruits de mon labeur. Je lève alors mon chapeau avec fierté, en disant : "Louange à Allah avant que Tu sois satisfait, et louange à Toi lorsque Tu es satisfait, et louange à Toi après cette satisfaction, car Tu m'as permis de mener à bien ce travail et de réaliser mon rêve..."

*À mon cher père **Abdelali**, Mon père aimant et généreux, tu as été le soutien et le guide à chaque étape de mon parcours académique. Merci pour ton inspiration et ton encouragement constants. Accepte cette lettre comme une expression de ma profonde gratitude et de mon grand amour.*

*À ma chère mère **Soraya**, Ma mère aimante et compatissante, tu as été la lumière qui a éclairé mon chemin pendant mes années d'études. À travers chaque mot de cette lettre, j'exprime ma profonde gratitude et mon amour constant pour toi. Merci pour tout.*

*À mes frères **Lokmane, Mohamed Amine, Ayoub, et Zakaria**, pour leur présence réconfortante et leur soutien moral.*

*À mon cher fiancé **Sofiane**, À chaque mot, j'exprime mon amour profond et ma gratitude pour toi et ton soutien continu. Tu es mon partenaire, mon ami et ma source constante de force et d'inspiration dans ma vie. Je suis reconnaissante et heureuse que tu fasses partie de ma vie.*

*A mon cher binôme **Kaabeche Amina** Pour son soutien moral, sa patience, sa sympathie et sa compréhension tout au long de ce travail*

*À mes copines **Kaouther, Rayane et Khaoula**, pour leur amitié précieuse et leur soutien tout au long de ce parcours.*

J'espère que ces mots vous parviendront avec chaleur et amour, comme une expression sincère de mes sentiments et de ma profonde gratitude envers vous tous.

Maissa



Dédicace

*Au nom de Dieu, le Tout Miséricordieux, le très Miséricordieux, je remercie Dieu de m'avoir permis d'atteindre ce jour, le jour de la soutenance de mon mémoire de fin d'études, après tant d'efforts. Tout cela grâce à la bénédiction de Dieu. Avec tout mon amour et ma gratitude, je dédie ce travail à: Mon cher père, **Abdelrachid**, dont le soutien constant et l'appui ont été des piliers essentiels dans mon parcours académique.*

*Ma chère mère, **Rahima**, dont les prières sincères et les conseils précieux ont illuminé mon chemin.*

*Mes chères sœurs, **Mimi** et **Hilwa**, qui ont toujours été là pour m'aider et me soutenir. , qui ne m'ont jamais privé de leur soutien et de leurs encouragements.*

*Mes chers frères, **Karim** et **Aniss**, ainsi que leurs épouses respectives, **Bouthaina** et **Samiha**.*

*À mon cher mari, **Abdelwahid**, et à mes chers enfants, **Rouqaya**, **Asil** et **Abdelnour**, qui ont été ma source d'inspiration et de force.*

*A mon chère binôme **Bouarour Maissa** Pour son soutien moral, sa patience, sa sympathie et sa compréhension tout au long de ce travail*

*Je dédie également ce travail à mes chers collègues de cette étude, **Marwa**, **Abdelmalek**, **Ghada**, **nihade**, **Aya** et **Amine**, qui ont partagé avec moi ce voyage académique.*

À vous tous, un immense merci pour votre soutien et votre amour qui m'ont donné la force et la détermination pour accomplir cet exploit.

Amina



TABLE DES MATIERES

Liste des figures	
Liste des tableaux	
Liste des abréviations	
Introduction.....	01

Synthèse Bibliographique

Chapitre I : Les infections post-opératoires

1. Définition de l'infection nosocomiale	03
2. Définition de l'infection post-opératoire	03
3. Les origines de l'infection	03
3.1. Contamination endogène	03
3.2. Contamination exogène	04
4. Les modes de transmission	05
4.1. L'hétéro-infection	05
4.2. L'auto-infection	05
4.3. La xeno-infection.....	06
4.4. L'éxo-infection	06
5. Les différents types de l'infection post-opératoire	07
5.1. Les infections du site opératoire.....	07
5.1.1. Infection superficielle de la plaie au niveau de l'incision.....	07
5.1.2. Infection profonde de la plaie opératoire	08
5.2. Les infections post-opératoires d'un organe.....	08
5.2.1. Les infections urinaires	08
5.2.2. Les pneumopathies infectieuses	08
5.3. Les infections sur cathéter	09
5.4. Les bactériémies	09
6. Les facteurs de risque de l'infection post-opératoire.....	10
6.1. Facteur de risque lié à la procédure chirurgicale	10
6.1.1. Durée de l'hospitalisation préopératoire	10
6.1.2. Durée de l'intervention.....	10
6.1.3. Technique chirurgicale	10
6.1.4. Types de chirurgie	10
6.2. Facteurs de risque lié au patient	11
6.2.1. Age extrême	11

6.2.2.	L'état nutritionnel.....	11
6.2.3.	Le diabète	11
6.3.	Facteurs de risque lié au personnel médical et paramédical.....	11
6.4.	Facteurs de risque lié à l'environnement	11
6.4.1.	Hospitalisation.....	11
6.4.2.	Les locaux chirurgicaux	12
6.4.3.	Les conditions de ventilation du bloc opératoire	12
7.	Conséquences de l'infection post-opératoire	12
8.	Les germes responsables des infections post-opératoires	13

Chapitre II : l'environnement hospitalier

1.	Définition de l'environnement hospitalier	15
2.	Différents types de zone à risque dans un environnement hospitalier.....	15
3.	Les sources de contamination de l'environnement hospitalier	15
3.1.	L'air	15
3.2.	L'eau.....	16
3.3.	Les surfaces	16
3.4.	Le linge	18
4.	Place de l'environnement hospitalier dans la chaîne épidémiologique	18
5.	Principaux germes retrouvés dans l'environnement hospitalier	19
5.1.	La flore bactérienne	19
5.1.1.	Les bactéries d'origine humaine	19
5.1.2.	Les bactéries d'origine environnementale.....	19
5.1.3.	Les bactéries retrouvées dans le site hospitalier.....	19
5.2.	Les champignons	20
5.3.	Les parasites	20
5.4.	Les virus	20
6.	La survie des micro-organismes dans l'environnement.....	21
7.	Le rôle de l'environnement dans la survenue des infections post-opératoires	21

Chapitre III : Les mesures préventives contre les infections post-opératoires

1.	Principes généraux de prévention pour les hôpitaux	23
1.1.	Hygiène de l'environnement hospitalier.....	23
1.1.1.	Hygiène du personnel.....	23
1.1.2.	Hygiènes des locaux.....	24
1.1.3.	Hygiène des surfaces	24

1.1.4.	Hygiène du matériel	24
1.1.5.	Hygiène du linge	25
1.1.6.	Gestion des déchets	25
2.	Utilisation approprié des antibiotiques	25

Matériel et méthodes

Présentation de l'étude.....	26
I. Isolement et identification des microorganismes impliqués dans les infections post-opératoires	26
1. Matériel.....	26
1.1. Matériel biologique.....	26
1.2. Matériel non biologique.....	26
2. Méthodes.....	26
2.1. Prélèvements.....	26
2.1.1. Prélèvement de pus.....	26
2.1.2. Prélèvement de sang.....	27
2.1.3. Prélèvements d'urine.....	28
2.2. Mise en culture	29
2.3. Examen bactériologique	29
2.3.1. Examen macroscopique.....	29
2.3.2. Examen microscopique	30
2.4. Identification biochimique.....	30
2.4.1. Galerie API 20E	30
2.4.2. Tests complémentaires	31
2.5. Etude de la sensibilité des souches bactériennes aux antibiotiques (Antibiogramme).....	33
II. Etude de l'environnement hospitalier (surveillance de la flore des surfaces à l'hôpital Kais Khenchela).....	35
1. Prélèvements à partir des surfaces hospitalières	36
1.1. Lieux et points de prélèvements	36
1.2. Fréquence des prélèvements	36
1.3. Méthodologie.....	36
III. Etude statistique rétrospective	37

Résultats Et Discussion

1. Partie expérimentale.....	38
1.1. Examen cytobactériologique	38
1.1.1. Examen cytologique.....	38

1.2. Examen bactériologique	38
1.2.1. Observation des cultures et différenciation des colonies	38
2. Analyse statistique	47
2.1. Fréquence des infections post-opératoires.....	47
2.1.1. Nombre des infections post-opératoires du 2021 au 2023	47
2.1.2. Répartition des échantillons selon le résultat de la culture	48
2.1.3. Répartition des patients selon le sexe.....	49
2.1.4. Répartition selon la nature des prélèvements (N=1064)	50
2.1.5. Répartition des données selon la bactérie la plus fréquente.....	51
2.1.6. Répartition des bactéries isolées selon le Gram	52
2.1.7. Répartition selon les services	53
2.1.8. Répartition des bactéries isolées dans les examens cyto bactériologie des urines et pus	54
3. Etude de l'écologie microbienne des surfaces hospitalières.....	55
3.1. Etude de la contamination globale des surfaces contrôlées	55
3.2. Isolement et identification des microorganismes.....	56
3.3. Analyse globale des prélèvements de l'ensemble des services de l'étude.....	61
3.4. Analyse comparative des différents services.....	64
3.4.1. Répartition globale des germes par service.....	64
3.4.2. Répartition des souches isolées dans les différents prélèvements de surfaces.....	65
3.4.3. Répartition des bactéries isolées selon le Gram.....	67
3.4.4. Répartition des bactéries isolées selon le Gram négatif.....	67
3.4.5. Répartition des bactéries isolées selon le Gram positif.....	68
3.4.6. La répartition des micro-organismes dans les deux endroits étudiés.....	69
Conclusion.....	72
Références bibliographique.....	74
Annexes	
Résumé	
Abstract	
الملخص	

Liste des figures

Figure 01 : Transmission endogène des infections.

Figure 02 : Transmission exogène des infections.

Figure 03 : Les modes de transmission des infections nosocomiales.

Figure 04 : Chaîne épidémiologique de transmission d'un agent infectieux.

Figure 05 : Les couleurs du pus.

Figure 06 : Les différents contenants d'urine.

Figure 07 : Prélèvement de différentes surfaces de l'environnement hospitalier.

Figure 08 : Observation microscopique après coloration au bleu de méthylène.

Figure 09 : Colonies de *Staphylococcus aureus* sur milieu Chapman.

Figure 10 : Aspect macroscopique des souches *Entérobactéries sur GN*.

Figure 11 : Colonies de *Pseudomonas* : sur milieu Hektoen.

Figure 12 : Bacilles à Gram négatif.

Figure 13 : Cocci à Gram positif.

Figure 14 : Test oxydase positive.

Figure 15 : Test catalase positive.

Figure 16 : Résultat du test TSI.

Figure 17 : Résultat du test coagulase⁺ pour les *Staphylocoques aureus* à partir du pus.

Figure 18 : Identification des *entérobactéries* avec le système API20E (souches des urines).

Figure 19 : Résultat de l'identification avec le système d'API STAPH pour les *Staphylocoques* (pus).

Figure 20 : Antibiogramme d'*Escherichia coli*.

Figure 21 : Nombre de patients admis et pourcentage des infections post opératoires de l'année 2021 à 2023 dans différents services de l'hôpital

Figure 22 : Répartition des échantillons selon le résultat de la culture (N=1064).

Figure 23 : Répartition des patients selon le sexe (N=1064).

Figure 24 : Répartition selon la nature des prélèvements (N=1064).

Figure 25 : Répartition des données selon la bactérie la plus fréquente (N= 140).

Figure 26 : Répartition des bactéries isolées selon le Gram (N=140).

Figure 27 : Répartition selon les services (N=1064).

Figure 28 : Répartition des bactéries isolées dans les examens cyto bactériologiques des urines et pus.

Figure 29 : Contamination globale des surfaces contrôlées (N=65).

Figure 30 : Répartition globale des germes par service (N= 96).

Figure 31 : Répartition des souches isolées dans les différents prélèvements de surfaces (N=96).

Figure 32 : Répartition des bactéries isolées selon le Gram (N=78).

Figure 33 : Répartition des bactéries isolées selon le Gram négatif (N=24).

Figure 34 : Répartition des bactéries isolées selon le Gram positif (N=54).

Liste des tableaux

Tableau 01 : Classe de contamination de l'intervention chirurgicale.

Tableau 02 : Persistance des bactéries d'origine clinique sur les surfaces sèches inanimées.

Tableau 03 : Les bactéries fréquemment mises en cause dans les infections nosocomiales.

Tableau 04 : Caractères biochimiques des *Entérobactéries*.

Tableau 05 : Profil bactériologique des bactéries isolées.

Tableau 06 : Antibiogramme des bactéries identifiées chez les patients infectés.

Tableau 07 : Analyse des prélèvements des surfaces du service de maternité.

Tableau 08 : Analyse des prélèvements du bloc opératoire.

Tableau 09 : Analyse des prélèvements du service d'endocrinologie.

Tableau 10 : Analyse des prélèvements du service d'urgences médecine chirurgicale (UMC).

Tableau 11 : Analyse des prélèvements des surfaces du service de médecine interne.

Tableau 12 : Analyse des prélèvements du service de chirurgie.

Tableau 13 : Nombre et pourcentage des différents germes isolés en fonction des services.

Tableau 14 : Montre la prévalence des micro-organismes les plus fréquentes dans les deux endroits.

Liste des abréviations

- **AK** : Amikacine
- **AMC** : Amoxicilline +acide clavulanique
- **API** : Application Programming Interface
- **CASFM** : Comité de l'Antibiogramme de la Société Française de Microbiologie
- **CCLIN** : Centre de Coordination de Lutte contre les Infections Nosocomiales
- **CIP** : Ciprofloxacine
- **DM** : Dispositifs médicaux
- **EPH** : Etablissement public hospitalier
- **GN** : Gram-Négatif
- **GEN** : Gentamicine
- **IH** : Infection hospitalière
- **IN** : Infections Nosocomiales
- **IPM** : Imipénem
- **ISO** : Infections du site opératoire
- **MH** : Mueller Hinton
- **OF** : L'ofloxacine
- **OMS** : L'organisation Mondiale de la santé
- **PAMR** : *Pseudomonas aeruginosa* Multirésistante
- **PBP2a** : Penicillin Binding Protein 2a
- **R** : Résistante
- **SAMR** : *Staphylococcus aureus* multirésistante
- **S**: Sensible
- **UV** : Ultraviolets
- **T.S.I** : Triple Sugar Iron
- **IPO** : Infection post-opératoire
- **H/F** : Homme/ Femme
- **IVU** : Infection des voies urinaires
- **UMC** : Urgence Médicale Chirurgicale
- **MH** : Médecine Interne Homme
- **MF** : Médecine Interne Femme

- **ECBU** : Examen cyto bactériologique des urines .

Introduction

Introduction

Les infections nosocomiales constituent un réel problème de santé publique dans le monde entier. Ces infections entraînent une surmortalité et des coûts supplémentaires, notamment en raison de l'allongement de la durée du séjour hospitalier. L'incidence cumulée des ISO dans les pays à faible revenu et à revenu intermédiaire est de 11,8 sur 100 interventions chirurgicales. Bien qu'elles soient beaucoup plus faibles dans les pays à revenu élevé, elles restent le deuxième type le plus fréquent d'infections associées aux soins de santé (IASS) dans plusieurs pays. L'incidence cumulée la plus élevée concerne la chirurgie (OMS, 2023).

Une infection post-intervention est associée à un acte médical ou à une intervention chirurgicale et découle d'une colonisation par une charge bactérienne supérieure à celle que le système immunitaire est en mesure de gérer. Ce genre d'infection peut accroître considérablement la morbidité et même la mortalité. Le taux de ces infections "augmente" lorsque les patients sont directement exposés à des facteurs environnementaux et à des actes médicaux. L'usage abusif des antibiotiques, l'état immunitaire des patients et le relâchement des mesures d'hygiène expliquent pourquoi il est difficile de prévenir certaines infections endogènes ou d'autres infections causées par des bactéries opportunistes provenant de la flore bactérienne normale des patients.

La survenue des infections du site opératoire varie en fonction du type de chirurgie (propre, propre contaminée, contaminée, sale et infectée) ainsi que du niveau de contamination du site opératoire (Abdoulaye *et al.*, 2018). Le rôle de l'environnement dans la chaîne épidémiologique est multifacette. Il peut agir à la fois comme source (de l'environnement vers la personne soignée) et comme réceptacle (de la personne soignée vers l'environnement). Par conséquent, il est reconnu qu'il existe un risque potentiel associé à cet environnement (Clin, 2004).

Le terme "environnement hospitalier" englobe généralement les surfaces, l'eau, l'air, le linge, les aliments, les dispositifs médicaux et les déchets (Saouide *et al.*, 2014). L'implication directe de l'environnement hospitalier dans la survenue des infections post-opératoires est discutée et reste difficile à évaluer (Méité *et al.*, 2010). En effet, certains auteurs considèrent que son rôle est négligeable, d'autres au contraire pensent qu'il sert de relais dans les transmissions croisées (Talon, 1999 ; Berrada *et al.*, 2017).

Le risque infectieux lié à l'environnement dépend de la nature du microorganisme, de sa survie sur une surface inerte et de l'usage qui est fait des locaux (**Lemmen *et al.*,2004 ;Berrada *et al.*,2017**).

La maîtrise du risque infectieux impliquant l'environnement hospitalier est un élément important dans la survenue d'infections post opératoires.

Dans cette optique, il nous a paru intéressant de faire une étude prospective et rétrospective sur les infections post-opératoires au niveau de différents services de l'hôpital Kais de la Wilaya de khenchela. Le principal objectif étant de connaître la situation de l'hôpital en termes de maîtrise d'hygiène. D'autre part, une exploration microbiologique des surfaces de l'hôpital a été faite par le biais d'une cellule de lutte contre les infections nosocomiales dans le but de connaître la place réelle de l'environnement hospitalier dans la survenue des infections post opératoires.

Ce travail est scindé en plusieurs parties avec différents objectifs :

- Prélèvement et identification phénotypique des bactéries impliquées dans les infections post-opératoires dans les différents services de l'étude.
- Exploration microbiologique des surfaces de l'hôpital Kais de Khenchela dans plusieurs services.
- Etude statistique rétrospective concernant les infections du post opératoire et les contaminants de l'environnement hospitalier des trois dernières années.

Synthèse

Bibliographique

Chapitre I : Les infections post-opératoires

1. Définition de l'infection nosocomiale

Le terme nosocomial, vient du grec nosos signifiant maladie et secondairement de nosokomeone qui signifie hôpital : il qualifie ce qui se rapporte à ce milieu, ce qui se contracte lors d'un séjour hospitalier (**Margot et Chantal, 2009**).

Les infections nosocomiales aussi appelées « infection hospitalières (IH) » sont définies par l'organisation Mondiale de la santé (OMS) comme des infections acquises pendant un séjour à l'hôpital ; et qui n'étaient ni présentes ni en incubation au moment de l'admission du patient. Lorsque la situation précise à l'admission n'est pas connue, un délai de 48h après admission (ou un délai supérieur à la période d'incubation lorsque celle-ci est connue), est communément accepté pour distinguer une infection d'acquisition nosocomiale d'une infection communautaire (**OMS, 2010**).

2. Définition de l'infection post-opératoire

L'infection postopératoire, survenue après une intervention chirurgicale et directement liée à celle-ci, a vu sa prévalence diminuer ces dernières années grâce à l'amélioration des techniques chirurgicales et des mesures préventives anti-infectieuses. Les infections postopératoires, principalement hospitalières, représentent environ 20% des infections nosocomiales. Cette complication grave peut mettre en péril le pronostic vital ou fonctionnel, compromettant ainsi les résultats de l'intervention chirurgicale. En effet, ces complications infectieuses constituent la principale source de morbidité et de mortalité en chirurgie, entraînant également une augmentation des coûts et de la durée du séjour hospitalier, pouvant être multipliés par un facteur de 1,5 à 2,5 selon le type d'intervention (**Sidibe, 2014**).

3. Les origines de l'infection

Pendant les infections postopératoires, il y a principalement deux sources de contamination à différencier : exogène et endogène.

3.1. Contamination endogène

Les bactéries multi résistantes font partie de la flore commensale du patient, leur présence est de plus en plus fréquente.

Ces agents pathogènes sont déjà présents chez le patient avant son admission à l'hôpital, notamment dans les voies respiratoires, la peau, ainsi que dans la sphère gastro-intestinale ou génitale (**Horan et al., 2008**).

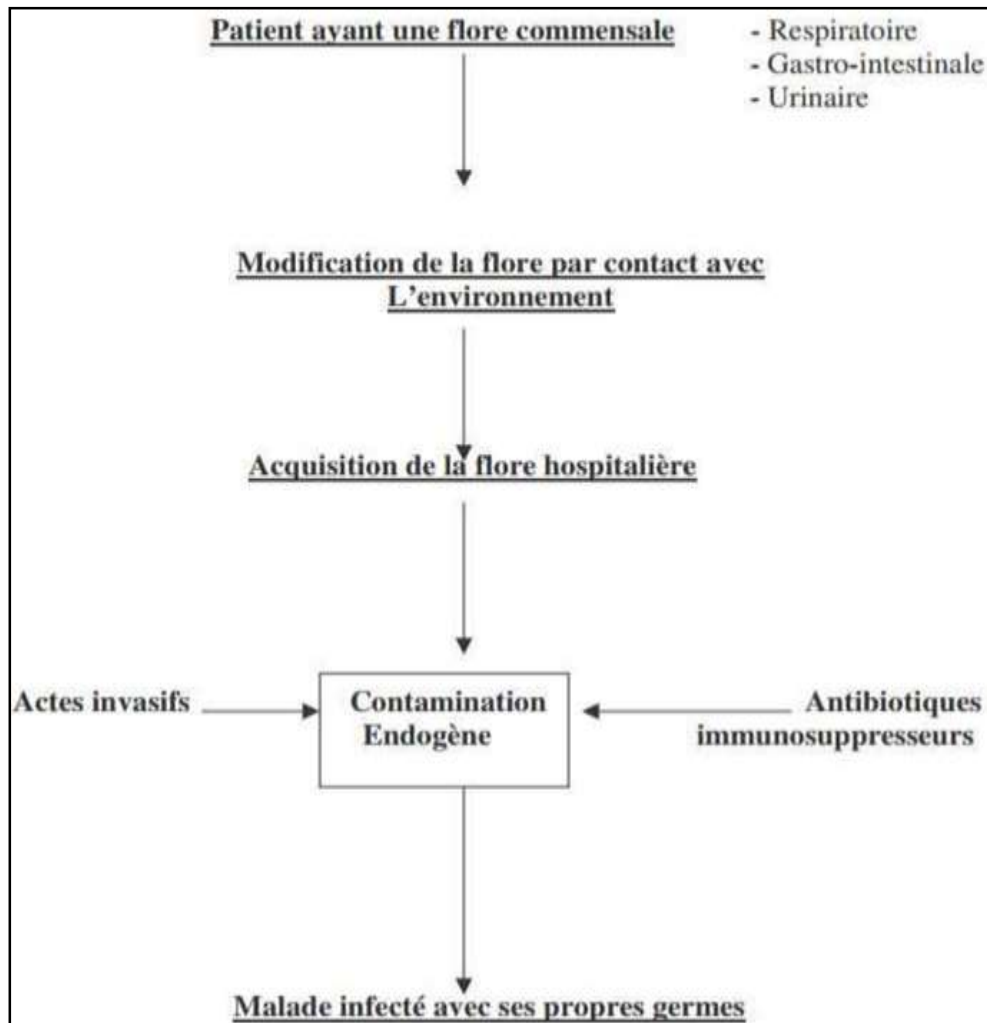


Figure 01 : Transmission endogène des infections (Oubihi, 2015).

3.2. Contamination exogène

Ces agents pathogènes peuvent provenir de la flore transitoire ou résidente du personnel soignant ou des visiteurs, des dispositifs médicaux (DM), voire même de l'environnement et des installations hospitalières. Ainsi, le patient peut être exposé à ces organismes pathogènes pendant son hospitalisation (Horan *et al.*, 2008).

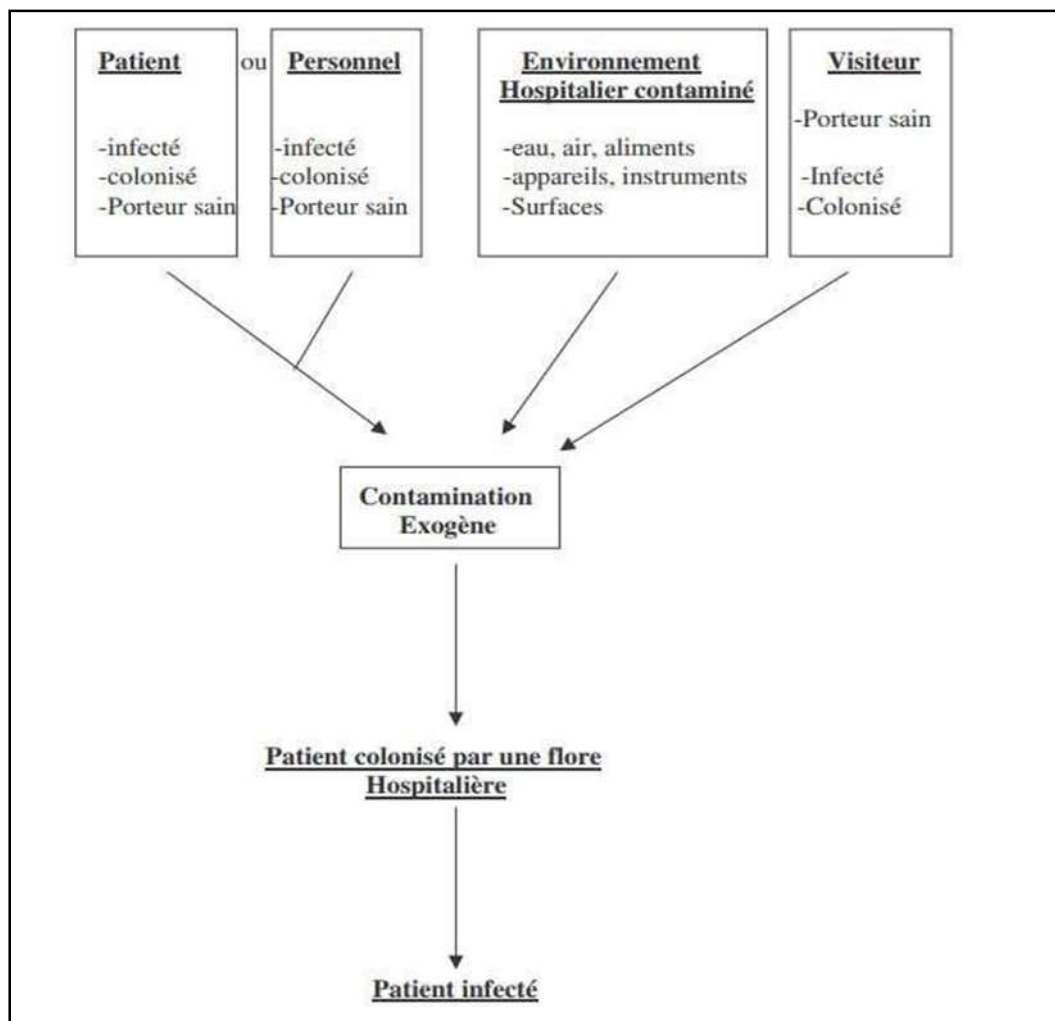


Figure 02 : Transmission exogène des infections (Oubihi, 2015).

4. Les modes de transmission

Il existe plusieurs catégories d'infections nosocomiales qui sont liées à quatre modes principaux de transmission :

4.1. L'hétéro-infection

Hétéro-infection, aussi connue comme l'infection croisée, survient dans les milieux hospitaliers en raison de la baisse des défenses immunitaires des patients, des pratiques médicales et des conditions écologiques locales.

Les micro-organismes peuvent se propager entre les patients ou entre le personnel soignant et les patients. La transmission peut se faire par divers moyens tels que l'air, les gouttelettes de salive, la peau ou les mains, ce qui constitue une infection directe, ou par le biais de matériel médical ou d'autres surfaces, ce qui est une infection indirecte (Bousseboua, 2005).

4.2. L'auto-infection

L'auto-infection est un phénomène significatif pouvant se manifester de deux façons, directement ou indirectement. Dans le premier cas, le patient s'infecte lui-même, souvent par le

contact avec des mains sales, des plaies ou des pansements contaminés. Dans le second cas, le patient répand ses propres agents pathogènes dans son environnement, pouvant ainsi se réinfecter par la suite. Cette contamination peut être transmise par un tiers, comme le personnel médical, ou par le biais de matériel médical ou d'objets environnementaux (**Ducel *et al.*, 2002**).

4.3. La Xeno-infection

Ces infections sont prévalentes sous forme endémique ou épidémique dans la population en dehors de l'hôpital.

Les agents pathogènes sont introduits à l'hôpital par des patients, du personnel soignant ou des visiteurs qui sont déjà infectés ou en période d'incubation. Ils se propagent par voie aérienne, par contact direct ou indirect, et trouvent à l'hôpital des individus particulièrement vulnérables et des conditions favorables à leur transmission. Lorsque la maladie infectieuse est la seule raison de l'hospitalisation, des mesures immédiates d'isolement peuvent être mises en place. Cependant, dans certains cas, l'infection survient indépendamment du motif d'hospitalisation. (Figure 2) (**Samou, 2004**).

4.4. L'exo-infection

Ces infections surviennent soit en raison de dysfonctionnements ou d'erreurs techniques liés à l'utilisation de matériel de protection des patients qui, lorsqu'il ne remplit plus sa fonction, les expose à des germes normalement évitables. Cela peut être dû à une stérilisation ou une ventilation inefficace, ou à une pose de cathéters sans respect strict des règles d'asepsie. Alternativement, ces infections peuvent résulter d'erreurs dans l'exécution des procédures de traitement du matériel médico-chirurgical, ce qui rend le bloc opératoire particulièrement à risque, car une atmosphère stérile ne peut être garantie (Figure 2) (**Mergoud, 2004 ; 01**).

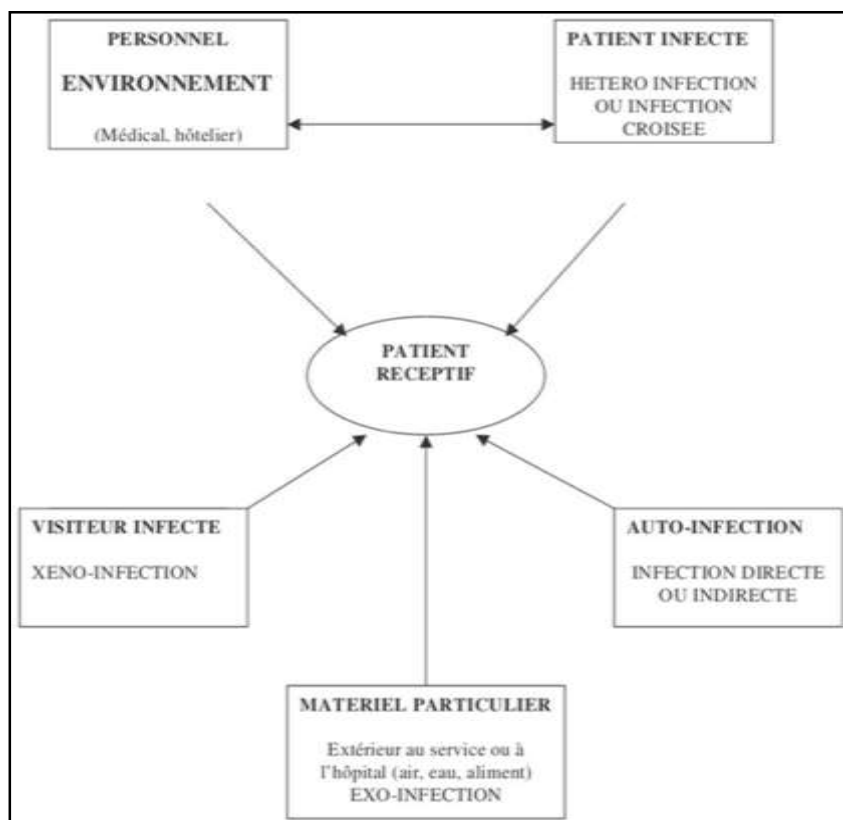


Figure 03 : Les modes de transmission des infections nosocomiales (Oubih, 2015).

5. Les différents types de l'infection post-opératoire

Les principales infections post-opératoires sont les infections urinaires, les pneumopathies, les infections du site opératoire, les bactériémies et septicémies et les infections sur cathéters.

5.1. Les infections du site opératoire

Les infections du site opératoire peuvent être superficielles, dans 50 à 60% des cas, ou profondes (ostéite, suppuration profonde, infection sur prothèse) dans 20% à 30% des cas.

5.1.1. Infection superficielle de la plaie au niveau de l'incision

Doivent être réunis les éléments suivants :

- Survenue dans les 30 jours suivant l'acte chirurgical
- Atteinte des tissus cutanés ou sous-cutanés
- Constatation d'au moins un de ces signes : pus exo- néré de la partie superficielle de l'incision, mise en évidence d'un germe par prélèvement superficiel de l'incision, symptôme d'inflammation (rouge, chaud, douloureux...) associé à l'ouverture volontaire de l'abord par le chirurgien (sauf culture négative sur prélèvement préalable) (Fournel, 2017) .

5.1.2. Infection profonde de la plaie opératoire

- Survenue dans les 30 jours postopératoires ou dans l'année si implant est profond (type prothèse).
- Ecoulement purulent par un drainage profond.
- Déhiscence de la cicatrice associée à une fièvre, douleur et micro-organisme isolé sur un prélèvement.
- Diagnostic d'infection (à l'imagerie, en peropératoire ou en anatomopathologie).

D'un point de vue physiopathologique, les infections du site opératoire surviennent lorsque plusieurs événements sont réunis de manière concomitante :

- La contamination du site de l'acte chirurgical.
- La colonisation bactérienne du site opératoire.
- La croissance et le développement des microorganismes imputés dans l'infection (Fournel, 2017).

5.2. Les infections post-opératoires d'un organe

5.2.1. Les infections urinaires

Les infections urinaires sont les plus fréquentes et représentent 40% des infections nosocomiales avec une prévalence voisine de 2,5 %.

Leur incidence est de 1 à 1,5% dans les services de médecine, de 2 à 3% dans les services de chirurgie et de 5 à 6% en réanimation.

Le nombre de décès qui est directement lié est faible (0,1%), et elle prolonge d'une journée en moyenne la durée d'hospitalisation.

Les facteurs de risque sont représentés par le sondage urinaire et les manœuvres instrumentales ou chirurgicales sur les voies urinaires.

La fréquence des infections urinaires nosocomiales est corrélée au non-respect des mesures d'hygiène et d'asepsie.

Les micro-organismes responsables se caractérisent par leur multi résistance aux antibiotiques et sont par ordre de fréquence décroissante : *Escherichia coli*, *Entérocoques*, *Pseudomonas aeruginosa*, et les *entérobactéries* du genre *Klebsiella*, *Enterobacter*, *Serratia* et *Candida sp* (Hamza, 2009).

5.2.2. Les pneumopathies infectieuses

Les pneumonies nosocomiales représentent la deuxième cause d'infection nosocomiale, soit 0,5 à 1% des malades hospitalisés. En réanimation, l'incidence varie de 9 à 60%, avec un taux moyen de l'ordre de 20% chez les malades ventilés.

Chapitre I : Les infections post-opératoires

Le principal facteur de risque est l'instrumentation du carrefour aérodigestif. En effet, le risque de pneumopathie nosocomiale est multiplié par quatre chez les malades ventilés.

Le rôle de l'environnement est certain, les mains des soignants constituent un important vecteur de contamination.

D'autres modes de contamination sont possibles telle que la contamination directe par le matériel de ventilation (pièges à eau, nébuliseurs, circuits de ventilation) ou par une infection de voisinage.

La contamination par voie hématogène est rare. Les principales bactéries responsables sont les bacilles gram-négatifs (60%), dominées par *Pseudomonas sp* (30% des pneumonies nosocomiales), et les *Staphylocoques* (30% de *S. aureus* et 10% de *Staphylococcus epidermidis*) (Hamza, 2009).

5.3. Les infections sur cathéter

Elles représentent 18 à 25% des infections nosocomiales et sont la cause d'au moins 30% des bactériémies nosocomiales. *Staphylococcus aureus* est coagulase négative ainsi que les *bacilles* à Gram négatif sont les plus souvent en cause.

Les infections sur cathéters résultent de l'interaction entre l'hôte, le matériel étranger et la bactérie qui possède des facteurs d'adhérence et de virulence.

La contamination du cathéter se produit au niveau du site d'insertion par les bactéries de la flore cutanée qui migrent en surface ou au niveau de la jonction raccord- pavillon où les bactéries sont introduites par les mains du personnel à l'origine d'une colonisation endoluminale.

La contamination peut également se produire par voie hématogène, à partir d'un foyer à distance.

Les infections sur cathéters peuvent être locales ou systémiques à l'origine de bactériémies ou de septicémies. Ces infections sont responsables d'une mortalité de 6% (Hamza, 2009).

5.4. Les bactériémies

Elles représentent 5 à 10% des infections nosocomiales quel que soit le service et 29% des infections nosocomiales en réanimation.

Elles peuvent être primaires liées aux dispositifs intravasculaires, en particulier, les cathéters veineux responsables d'environ 30% des bactériémies nosocomiales.

Le risque augmente avec la durée de maintien, la fréquence d'utilisation, le site d'implantation jugulaire et les cathéters à chlorure de polyvinyle.

Chapitre I : Les infections post-opératoires

Les microorganismes responsables : *Staphylococcus aureus* à coagulase négative sont responsables de 40 à 50% des bactériémies sur cathéters. *Pseudomonas aeruginosa*, *Klesiella sp.* *Enterobacter sp.* Et *Serratia sp* (Hamza, 2009).

6. Les facteurs de risque de l'infection post-opératoire

6.1. Facteur de risque lié à la procédure chirurgicale

6.1.1. Durées de l'hospitalisation préopératoire

Il est préférable de minimiser la durée de séjour à l'hôpital, surtout avant une intervention, car une période préopératoire prolongée peut altérer la flore du patient. Ainsi, il est recommandé d'admettre le patient pour une intervention programmée le plus tard possible, idéalement la veille ou même le matin de l'intervention, si cela est faisable (Chaib *et al.*, 2016).

6.1.2. Durées de l'intervention

Plus la durée de l'intervention chirurgicale est prolongée, plus le risque d'infection augmente. Lorsque l'intervention dépasse une heure, le taux de complications infectieuses est nettement plus élevé et au-delà de deux heures, ce risque augmente encore (Kientega, 2012).

6.1.3. Technique chirurgicale

Une mauvaise technique chirurgicale par la qualité et la rapidité de son geste chirurgical augmente la contamination (02).

6.1.4. Types de chirurgie

Le tableau ci-dessous expose les classes d'interventions chirurgicales selon le site infecté et le degré de contamination.

Tableau 01 : Classe de contamination de l'intervention chirurgicale (03).

Type de chirurgie	Critères de sélection
Chirurgie propre Classe I	<ul style="list-style-type: none">• Sans ouverture de viscères creux• Pas de notion de traumatisme ou d'inflammation probable.
Chirurgie propre contaminée Classe II	<ul style="list-style-type: none">• Ouverture de viscères creux avec contamination minimale• Rupture d'asepsie minimale
Chirurgie contaminée Classe III	<ul style="list-style-type: none">• Contamination importante par le contenu intestinal• Rupture d'asepsie franche• Plaie traumatique récente datant de moins de 4 heures• Appareil génito-urinaire ou biliaire ouvert avec bile ou urine infectée.
Chirurgie sale Classe IV	<ul style="list-style-type: none">• Plaie traumatique datant de plus de 4 heures et / ou avec tissus dévitalisés• Contamination fécale• Corps étranger• Viscère perforé• Inflammation aiguë bactérienne sans pus• Présence de pus.

6.2. Facteurs de risque liés au patient

6.2.1. Age extrême

Il impacte sur le taux d'infection postopératoire, lequel tend à augmenter aux extrémités de l'âge (avant un an et après 65ans) (Sidibe, 2014).

6.2.2. L'état nutritionnel

La malnutrition est considérée comme l'un des principaux facteurs de risque intrinsèques avant une intervention chirurgicale, car elle diminue l'activité des cellules participant à la phagocytose et favorise un environnement défavorable à la cicatrisation (Bouchari, 2020).

6.2.3. Le diabète

Le diabète sucré est fortement impliqué dans le développement de ces infections post-opératoires, pouvant entraîner des complications graves telles que des fistules urinaires et digestives, des septicémies, des infections toxiques, des chocs septiques, des comas liés à l'infection chez les patients diabétiques, des gangrènes, des cellulites pelviennes, voire le décès (Amadou, 2008).

6.3. Facteur de risque lié au personnel médical et paramédical

Le personnel hospitalier peut être une source de propagation de germes.

Les mains et les ongles des membres de l'équipe chirurgicale contiennent des micro-organismes susceptibles de contaminer le site chirurgical par contact direct pendant l'intervention chirurgicale.

Les cheveux, le nez et l'oropharynx du personnel peuvent constituer une source de bactéries pathogènes.

Le personnel médical peut être porteur d'une flore spécifique à l'hôpital et la transmettre aux patients (Kermani, 2021).

6.4. Facteur de risque lié à l'environnement

6.4.1. Hospitalisation

Le séjour à l'hôpital a été lié à des modifications de la flore bactérienne, entraînant une augmentation de la présence d'agents pathogènes résistants aux antibiotiques couramment utilisés en chirurgie pour cibler les bactéries communément présentes dans la communauté.

La colonisation acquise peut accroître le risque d'infections nosocomiales chez les patients ayant prolongé leur séjour préopératoire à l'hôpital, un concept abondamment étudié dans les littératures spécialisées en chirurgie (Cediel *et al.*, 2022).

6.4.2. Les locaux chirurgicaux

Le risque d'infection du poste opératoire est influencé par le manque d'isolement des salles d'opération.

Ainsi, maintenir une hygiène optimale dans les salles d'opération, en contrôlant le nombre de personnes présentes lors des interventions et en effectuant un nettoyage régulier des locaux, joue un rôle crucial dans la réduction des infections, comme l'indique une étude antérieure (**Kitzis, 1997 in Nizar, 2019**).

6.4.3. Les conditions de ventilation du bloc opératoire

L'altération des conditions de ventilation et de renouvellement d'air, qui peuvent être contaminées par des germes à l'intérieur du bloc opératoire, peut constituer un facteur de risque majeur d'infections du site opératoire (ISO).

À l'exception des flux laminaires, il n'existe pas d'autres normes réglementaires spécifiques concernant la qualité de l'air à l'intérieur des blocs opératoires. Les recommandations les plus courantes proviennent de l'Union des Comités de Lutte contre les Infections Nosocomiales, qui considèrent le débit de ventilation comme un moyen obligatoire de garantir la sécurité, avec un renouvellement de 20 volumes d'air par heure, dont deux volumes d'air neuf (**Bouchari, 2020**).

7. Conséquences de l'infection post-opératoire

- **Mortalité et morbidité**

Les infections nosocomiales peuvent entraîner une augmentation de la mortalité et de la morbidité chez les patients hospitalisés.

Les infections représentent de 4 % à 56 % de tous les décès chez les nouveau-nés, avec une prévalence de 75 % en Asie du Sud-Est et en Afrique subsaharienne (**Guairad, 2023**).

- **Prolongation de la durée de séjour hospitalier**

Une disparité notable a été observée dans la durée d'hospitalisation des patients, selon qu'ils étaient infectés ou non. Les patients infectés ont passé en moyenne plus de temps à l'hôpital que ceux non infectés, avec une différence d'environ 10,5 jours attribuée aux infections nosocomiales (**Guairad, 2023**).

- **Surcoût**

Les implications financières complexes mettent en lumière l'importance des défis liés aux infections nosocomiales pour les établissements de santé (**Guairad, 2023**).

- **Désaffection des populations pour les hôpitaux**

La présence répandue d'infections nosocomiales dans un établissement de santé peut saper la confiance du public envers celui-ci. Les patients et leurs proches peuvent craindre d'être exposés à des infections lors de leur séjour à l'hôpital, ce qui peut les amener à éviter certains établissements de soins (Guairad, 2023).

8. Les germes responsables des infections post-opératoires

- **Les bactéries**

Leur virulence accrue entraîne des infections, qu'importe l'état immunitaire de l'hôte, qu'elles soient sporadiques ou épidémiques. Par exemple :

- **Les bactéries à Gram positif**

Les *Staphylococcus aureus* font naturellement partie de la flore cutanée et ont tendance à coloniser les muqueuses externes, mais on les retrouve également fréquemment dans l'environnement.

Ce sont des cocci regroupés en amas, mesurant entre 0,8 et 1 µm. Ils sont immobiles et non sporulés, parfois encapsulés, la plupart des souches étant capsulées, aérobies et facultativement anaérobies.

Dans certains cas, le deuxième micro-organisme peut initialement être commensal mais peut évoluer en pathogène opportuniste, pouvant provoquer diverses infections telles que des septicémies ou des endocardites.

Les *Streptococcus pneumoniae* sont des cocci, caractérisés par leur négativité à la catalase, leur anaérobiose, leur forme sphérique ou ovoïde, leur immobilité, et leur disposition en paires formant des diplocoques.

Cette bactérie est principalement présente chez les humains, résidant généralement dans le pharynx, mais également présente sur la peau. Elle constitue des commensaux réguliers des voies digestives et de la flore buccale (Benamrouche, 2021).

- **Les bacilles anaérobies à Gram positif**, tels que *Clostridium*, sont responsables de l'apparition de la gangrène.

Les *Streptococcus bêta-hémolytiques* sont également significatifs en tant qu'agents pathogènes.

Chapitre I : Les infections post-opératoires

-Les bactéries Gram négatif, telles que les *Entérobactéries* comme *Escherichia coli*, *Klebsiella*, *Proteus*, *Enterobacter* et *Serratia marcescens*, ont la capacité de coloniser

Certains sites lorsque les défenses immunitaires de l'hôte sont affaiblies, tels que l'insertion d'un cathéter, d'une canule ou d'une sonde urinaire, et peuvent causer des infections graves telles que des infections du site opératoire, des infections pulmonaires, des bactériémies et des infections du péritoine.

Elles peuvent également présenter une forte résistance. Les micro-organismes Gram négatif comme *Pseudomonas spp* sont souvent présents dans l'eau et les environnements humides, et peuvent coloniser le tractus gastro-intestinal des patients hospitalisés (**Michel et al., 2005**).

- **Les virus**

Il est admis qu'au moins 5 % de toutes les infections contractées à l'hôpital sont attribuables à des virus, bien que leur importance semble être sous-estimée.

Les services de pédiatrie sont particulièrement touchés, notamment par le virus respiratoire syncytial, en raison de sa contagiosité prolongée, provoquant des épidémies nosocomiales. D'autres virus, tels que celui de l'hépatite B, le cytomégalovirus et le virus de l'immunodéficience humaine, transmis par le sang et d'autres fluides biologiques, peuvent également être à l'origine d'infections nosocomiales (**Maryem, 2016**).

- **Champignons et parasites**

Certains parasites, tels que *Giardia lamblia*, se propagent facilement chez les adultes et les enfants.

De nombreux champignons et autres parasites agissent en tant qu'agents opportunistes, déclenchant des infections, notamment lors de traitements antibiotiques prolongés et en cas d'immunodépression sévère (par exemple *Candida albicans*, *Aspergillus spp*, *Cryptococcus neoformans*, *Cryptosporidium*).

Ils constituent une cause majeure d'infections généralisées chez les patients immunodéprimés. La contamination de l'environnement par des germes aéroportés tels qu'*Aspergillus spp*, présents dans la poussière et le sol, est également une préoccupation, surtout pendant la construction d'hôpitaux (**Ducel, 2002**).

Chapitre II : l'environnement hospitalier

1. Définition de l'environnement hospitalier

L'environnement hospitalier englobe tous les éléments liquides, solides et gazeux en contact potentiel avec les patients, les visiteurs et le personnel dans une structure hospitalière.

Il est inclus dans cette définition : l'air (médical ou atmosphérique), les surfaces inertes (meubler, linge, instruments, etc.), les surfaces vivantes (mains du personnel), les eaux (réseau, piscine, dialyse), les solutions (injectables, antiseptiques, pommades, etc.) et l'alimentation (**Bosi, 2000**).

L'environnement hospitalier constitue une niche écologique de microorganismes qui peuvent avoir une signification clinique, cette contamination varie qualitativement et quantitativement d'un établissement à un autre, au sein du même établissement en fonction, des services, des patients, des soins pratiqués et de la capacité de survie des microorganismes dans l'environnement (**Cavallo et al., 2002**).

2. Différents types de zones à risque dans un environnement hospitalier

Endroit ou zone géographiquement définie et délimitée où des sujets, des matériels et/ou des produits sont particulièrement exposés à la bio contamination.

Les zones hospitalières sont catégorisées en fonction du risque infectieux, regroupées en quatre classifications :

- **Zones à risques minimales** : Zone administrative, couloirs, bureaux,
- **Zones à risques moyens** : zone pour long séjour, maternité, psychiatrie,
- **Zones à risques sévères** : zone pour patients atteints d'un cancer ou d'une cirrhose, chambre où se trouvent les malades immunodéprimés.
- **Zone à très haut risque** : Chambres de patients présentant des défenses immunitaires affaiblies en raison de leur maladie, les services des grands brûlés, les zones de greffes et les salles d'opération (**Regard et al., 2012**).

3. Les sources de contamination de l'environnement hospitalier

La contamination microbiologique dans les milieux environnementaux tels que l'air, les surfaces, l'eau et le linge est constante mais fluctue dans le temps et l'espace (**Squinazi, 1998**).

3.1. L'air

L'air dans les espaces hospitaliers, comme les couloirs, les chambres, les postes de soins et les vestiaires, pourrait être contaminé par une variété de micro-organismes provenant des individus ainsi que d'une multitude de sources environnementales telles que l'eau, les fluides, les surfaces, les équipements, les textiles, etc

Chapitre II : l'environnement hospitalier

Considéré comme un vecteur majeur et difficile à contrôler de la contamination à l'intérieur des hôpitaux, l'air transporte sur de longues distances des particules contenant des micro-organismes, contribuant ainsi à la contamination progressive des divers éléments inanimés de l'environnement hospitalier. Par "supports inertes", nous entendons les meubles, la literie, les draps, les chariots et balais de ménage, les tensiomètres et tout autre matériel utilisé par le personnel soignant pour les diagnostics ou les procédures médicales.

Effectivement, ces micro-organismes peuvent coloniser les voies respiratoires des patients et provoquer des infections respiratoires nosocomiales chez les individus les plus vulnérables.

Espèces apparentées (*Legionella sp.*), mycobactéries atypiques et champignons filamenteux (*Penicillium sp.*, *Alternaria sp.*) (Avril *et al.*, 2000) .

3.2. L'eau

La consommation d'eau dans les établissements de santé est un besoin crucial. Elle est requise pour divers usages au sein des établissements de santé, notamment pour les services techniques tels que la laverie et la blanchisserie, les installations sanitaires comme les toilettes et le lavage des mains, ainsi que les soins médicaux incluant la balnéation, la dialyse, le rinçage du matériel médico-chirurgical après décontamination, et la chirurgie. Dans ces établissements, la contamination de l'eau par des micro-organismes de l'environnement hospitalier est fréquente.

L'eau peut jouer le rôle de vecteur d'agents potentiellement dangereux :

- Micro-organismes d'origine fécale : *Salmonelles*, *Eentérovirus*, ... Provenant, en règle générale, du réseau public.
- Germes opportunistes, tels que les *légielles*, se développant dans les circuits d'eau chaude.
- Les germes provenant de l'environnement hospitalier contaminent souvent les eaux stagnantes, telles que les zones à faible circulation telles que les bras morts et les extrémités des canalisations, ainsi que les embouts des robinets : *Pseudomonas*, *Aeromonas*.

3.3. Les surfaces

Les surfaces peuvent servir de substrat pour la collecte et le développement de salissures et de micro-organismes. Une fois à proximité de ces surfaces, les micro-organismes peuvent s'y fixer par sédimentation ou par contact, grâce à des interactions physico-chimiques qui dépendent des propriétés de surface des micro-organismes et du revêtement environnant (Squinazi, 1998).

➤ Les surfaces peuvent être divisées en deux groupes :

Celles où le contact avec les mains est minime : les planchers et les plafonds.

Chapitre II : l'environnement hospitalier

Celles dont les mains sont souvent en contact : poignées de porte, les ridelles, interrupteurs, les zones des murs autour des toilettes dans la chambre des patients, les bordures des rideaux, Les surfaces les plus contaminées sont : le sol, les barrières de lit, les tables, les vêtements portés par les patients, les oreillers et les matelas (**Boyce et al., 1997**).

Les surfaces peuvent conserver des bactéries à Gram positif, comme *S. Aureus*, *Streptococcus pyogènes* ou *Enterococcus* (**Hugard, 2003**).

La contamination des surfaces se répartit souvent de manière hétérogène. L'adhérence des bactéries dépend de l'état de la surface et peut s'accompagner de la formation d'un biofilm. En raison de conditions de croissance défavorables, certaines bactéries peuvent se miniaturiser ou se sporuler, ce qui les rend difficiles à détecter dans les prélèvements (**Bertou et al., 2000 ; Lucet et Astagneau, 1998**).

Tableau 02 : Persistance des bactéries d'origine clinique sur les surfaces sèches inanimées
(**Kramer et al ., 2006**)

Bactéries	Durée de persistance
<i>Acinetobacter spp.</i>	3jours à 5 mois
<i>Clostridium difficile (spores)</i>	5 mois
<i>Chlamydia psitattaci</i>	15 jours
<i>Corynebacterium diphtheriae</i>	7 jours à 6 mois
<i>Escherichia coli</i>	90 minutes à 16 mois
<i>Enterococcus spp.</i>	5 jours à 4 mois
<i>Haemophilus influenzae</i>	12 jours
<i>Klebsiella spp.</i>	2 heures à >30mois
<i>Listeria spp.</i>	1 jour à plusieurs mois
<i>Mycobacterium bovis</i>	> à 2 mois
<i>Mycobacterium tuberculosis</i>	1 jour à 4 mois
<i>Neisseria gonorrhoeae</i>	1 à 3 jours
<i>Proteus vulgaris</i>	1 à 2 jours
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	6 heures à 16 mois
<i>Salmonella spp.</i>	1 jour
<i>Serratia marcescens</i>	3 jours à 2 mois
<i>Shigella spp.</i>	2 jours à 5 mois
<i>Staphylococcus aureus incluant SARM</i>	7 jours à 7 mois
<i>Streptococcus pneumoniae</i>	1 à 20 jours
<i>Streptococcus pyogenes</i>	3 jours à 6.5 mois

3.4. Le linge

Les flores commensales ne sont pas dangereuses pour les individus en bonne santé, mais elles peuvent devenir opportunistes et provoquer des infections chez les personnes immunodéprimées (**Figarella et al., 2001**).

Les flores pathogènes peuvent se trouver dans les différentes salissures présentes sur le linge hospitalier. Les principales souillures et les microorganismes ou virus qu'elles peuvent contenir sont : le sang (virus du SIDA, virus de l'hépatite B, germes responsables de diverses infections), le pus (*Staphylococcus aureus*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Streptocoques hémolytiques* du groupe A, etc.), l'urine (germes responsables d'infections urinaires comme les *Entérobactéries*, *Staphylocoques*, *Entérocoques*, *Pseudomonas*, etc.), les matières fécales (*Salmonelles*, *Shigelles*, autres *Entérobactéries*, *Vibrio cholerae*), les parasites (*amibes*, *oxyures*, *larves de ténia*) et la salive (*Bacille de Koch*, *Pneumocoques*, etc.) (**Figarella et al., 2001**).

Le linge représente un réservoir significatif d'organismes pathogènes ou potentiellement pathogènes (opportunistes). La manipulation du linge sale doit être effectuée avec une extrême prudence, car elle présente un risque pour le personnel, susceptible d'être contaminé par les germes qu'il contient (**Figarella et al., 2001**).

4. Place de l'environnement hospitalier dans la chaîne épidémiologique

Le rôle de l'environnement dans la chaîne épidémiologique est multifacette. Il peut agir à la fois comme source (de l'environnement vers la personne soignée) et comme réceptacle (de la personne soignée vers l'environnement). Par conséquent, il est reconnu qu'il existe un risque potentiel associé à cet environnement.

Il est rarement possible de démontrer de manière concluante le risque réel d'acquérir une infection due à la contamination de l'environnement, car il est souvent difficile d'établir un lien épidémiologique entre l'agent infectieux environnemental et l'apparition de l'infection (**Clin, 2004**).

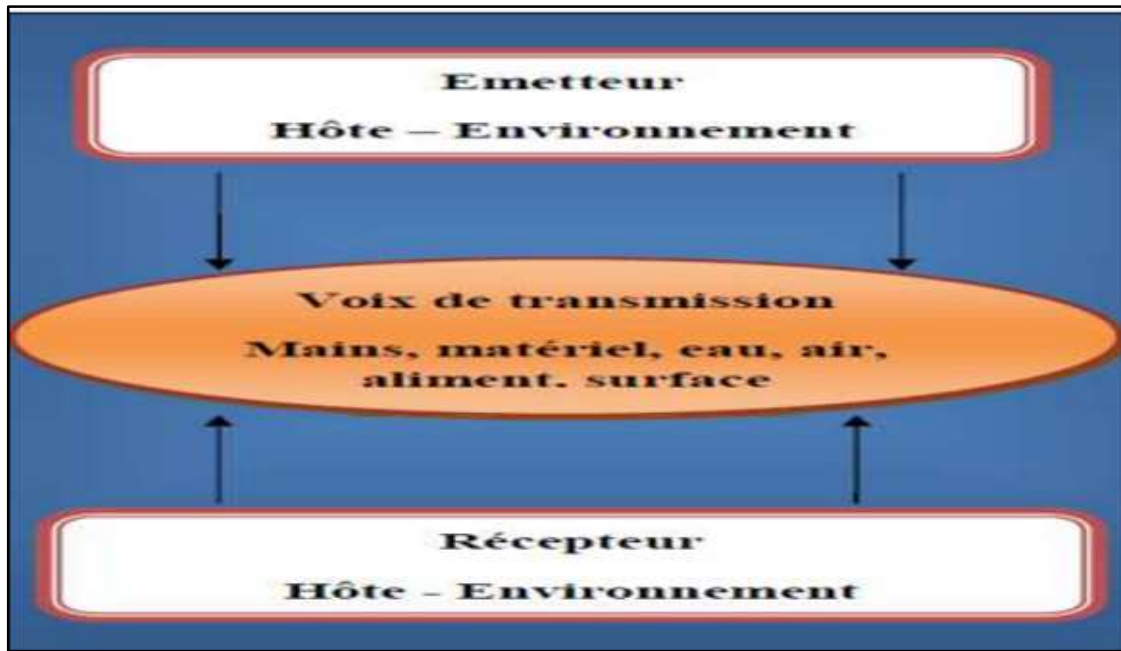


Figure 04 : chaîne épidémiologique de transmission d'un agent infectieux (Emori *et al.*,1993).

5. Principaux germes retrouvés dans l'environnement hospitalier

Les microorganismes que l'on trouve dans l'environnement hospitalier présentent une grande diversité, incluant des bactéries, des levures, des champignons filamenteux, des virus et des parasites.

5.1. La flore bactérienne

5.1.1. Les bactéries d'origine humaine

Dans l'environnement des patients, on peut identifier deux types de bactéries : celles d'origine humaine, provenant de la peau et des muqueuses, telles que *Staphylococcus aureus*, les *Entérobactéries* et les *Entérocoques*.

5.1.2. Les bactéries d'origine environnementale

Certaines bactéries présentes dans l'environnement sont fréquentes, notamment les bacilles à Gram négatif tels que *Pseudomonas aeruginosa* et *Acinetobacter baumannii* (Cavallo *et al.*, 2002).

5.1.3. Les bactéries retrouvées dans le site hospitalier

Il s'agit d'une infection que le patient attrape pendant son séjour à l'hôpital. Les agents couramment impliqués dans les infections nosocomiales comprennent *Legionella* et les membres de la famille des *Enterobacteriaceae*, notamment *Proteus mirabilis*, *Escherichia coli* et *Serratia marcescens* (Hassan *et al.*, 2015).

Chapitre II : l'environnement hospitalier

Tableau 03 : Les bactéries fréquemment mises en cause dans les infections nosocomiales (Figarella *et al.*, 2001).

Bactéries responsables	Localisation des infections	Réservoir	Mode de transmission	Fréquence
<i>Staphylococcus Aureus</i>	Plaie, peau, Sang	Peau, nez	Mains, air Ambient, cathéters	10%
<i>Entérocoques</i>	Urines, plaie	Intestin	Mains, air Ambient, sondes Urinaire	9%
<i>Escherichia Coli</i>	Urines, sang	Intestin	Mains, sondes urinaires	19%
<i>Klebsiella</i>	Appareil respiratoire	Intestin	Mains, liquides	8%
<i>Enterobacter</i>	Plaies	Intestin	Mains, liquides	4%
<i>Proteus</i>	Urines	Intestin	Mains, liquides	7%
<i>Pseudomonas</i>	Urines, sang, Plaies, appareil respiratoire	Milieux humides	Matériel médicale, Mains	9%

5.2. Les champignons

D'autres micro-organismes impliqués dans les infections nosocomiales post-opératoires, tels que les levures et particulièrement les champignons filamenteux environnementaux (comme *Aspergillus spp.*), sont hautement adaptés à la survie et à la multiplication dans l'environnement (Cavallo *et al.*, 2002).

5.3. Les parasites

Certains parasites sous forme infectieuse sont largement éliminés dans la nature par les hôtes qu'ils parasitent. C'est le cas de *Cryptosporidium parvum*, des kystes d'amibes et de *Giardia intestinalis*. De plus, les amibes libres dans les réseaux d'eau peuvent héberger et favoriser la survie et la propagation de *Legionella spp.* La durée de vie de ces parasites dans l'environnement est prolongée, et les méthodes de détection et de prévention demeurent limitées (Cavallo *et al.*, 2002).

5.4. Les virus

Les virus peuvent aussi se propager dans l'environnement, principalement à partir des patients et du personnel hospitalier, formant un réservoir humain. Leur impact est probablement sous-évalué car leur détection est techniquement complexe. Certains virus, tels que les rotavirus,

impliqués dans les infections nosocomiales post-opératoires en pédiatrie, peuvent subsister dans l'environnement pendant des périodes variables (Cavallo *et al.*, 2002).

6. La survie des micro-organismes dans l'environnement

La persistance des micro-organismes dans l'environnement varie considérablement en fonction de plusieurs facteurs, tels que le type de microbe, la température, le pH, l'humidité, la surface sur laquelle ils se trouvent, et leur degré de contamination, notamment leur présence de matières organiques (biofilm) (Weber, 1997).

Plusieurs études ont examiné la durée de survie des micro-organismes dans l'environnement. Par exemple, pour *Enterococcus faecalis*, cette durée s'étend de 30 minutes sur la surface d'un stéthoscope à 5 jours sur le dessus d'un plan de travail. De même, les *Staphylocoques dorés* résistants à la méticilline peuvent persister dans l'environnement pendant plus de 7 jours (Hartemann, 2000).

7. Le rôle de l'environnement dans la survenue des infections post-opératoires :

La présence de micro-organismes dans l'environnement soulève des interrogations sur leur contribution à l'apparition des infections nosocomiales. Le rôle de l'environnement hospitalier en tant que possible réservoir ou source d'infections nosocomiales est largement admis, bien que considéré comme secondaire par rapport aux réservoirs humains et à la transmission manuelle (Horan *et al.*, 2008)

Les agents pathogènes présents dans l'environnement des établissements de santé, comme l'eau, la nourriture et le matériel médical, peuvent servir de vecteurs de transmission. Lorsque ces agents infectieux se transmettent d'un patient à un autre, ils contribuent à la création d'un réservoir supplémentaire d'infection pour les patients non infectés. Par conséquent, la présence de pathogènes dans l'environnement des établissements de santé accroît le risque de transmission et d'infection croisée entre les patients.

L'eau sert souvent de réservoir émetteur, comme en témoignent les exemples marquants de la présence de *Legionella* dans les réservoirs d'eau chaude. Elle peut également jouer le rôle de transmetteur en libérant des microorganismes.

L'air est également un mode classique de transmission à partir d'un patient atteint d'une infection respiratoire, comme la tuberculose. De plus, les surfaces proches du patient peuvent constituer un réservoir secondaire. Si elles ne sont pas correctement désinfectées, elles peuvent être responsables de la transmission indirecte d'infections.

Chapitre II : l'environnement hospitalier

L'impact majeur de l'environnement hospitalier sur la santé publique est la survenue des infections nosocomiales (IN), principalement dues à un manque de pratiques hygiéniques. Il a été démontré récemment que la principale cause de transmission des bactéries est d'une part le manque d'hygiène, comme l'absence de lavage des mains, et d'autre part les avancées de la médecine et de la chirurgie, avec des soins et des traitements de plus en plus agressifs qui peuvent devenir des sources potentielles d'infection (**Alfandari, 1997**).

Chapitre III : Les mesures préventives contre les infections post-opératoires

La citation "Mieux vaut prévenir que guérir" trouve toute sa pertinence dans le cadre des pratiques de prévention en santé, fondées sur des données solides. En respectant de manière constante et durable ces pratiques dans les établissements de santé, comme les hôpitaux et les cliniques, il est possible de réduire considérablement la transmission des micro-organismes pathogènes du personnel médical aux patients hospitalisés et à leurs proches, y compris les visiteurs.

4. Principes généraux de prévention pour les hôpitaux

4.1. Hygiènes de l'environnement hospitalier

L'hygiène de l'environnement c'est d'abord l'hygiène de la personne malade. Cet environnement concerne tout ce qui, de prêt ou de loin, concourt à la prise en charge d'un malade durant son hospitalisation, du hall-d'accueil au bureau des sorties (Alain, 2004).

4.1.1. Hygiène du personnel

Le personnel médical peut être un vecteur de transmission des infections, donc les professionnels de la santé jouent un rôle crucial dans leur prévention. Maintenir une hygiène personnelle rigoureuse est essentiel pour tous les membres du personnel, et la désinfection des mains est impérative après tout contact avec des patients infectés, en utilisant des désinfectants adaptés. Des pratiques d'injection sécurisées et l'utilisation d'équipements stériles sont indispensables, de même que le port de masques, de gants, de couvre-chefs et de tenues appropriées pour assurer des soins de santé de qualité (Ducel *et al.*, 2002).

- Pratiques de lavage des mains

Le lavage des mains (annexe 1) est largement reconnu comme la mesure la plus cruciale dans la prévention des infections nosocomiales, car de nombreuses infections de ce type peuvent être causées par des organismes transmis par les mains du personnel. Il est essentiel que le personnel se lave les mains avant et après tout contact significatif avec un patient. Le risque de transport temporaire d'organismes par le personnel est généralement plus élevé après un contact avec des excréments, des sécrétions ou du sang ; les patients les plus vulnérables sont ceux qui ont subi une intervention chirurgicale, ceux qui sont équipés de cathéters et les nouveau-nés. Bien qu'un lavage des mains avec un agent antiseptique entre les contacts avec les patients soit théoriquement recommandé, le lavage des mains avec du savon, de l'eau et une friction mécanique suffit pour éliminer la plupart des microorganismes transitoires. L'utilisation

Chapitre III : Les mesures préventives contre les infections post-opératoires

fréquente d'agents antiseptiques peut entraîner un assèchement excessif de la peau, et tout programme de lavage des mains provoquant une dermatite compromet l'objectif du lavage des mains. Les antiseptiques sont préférés pour le lavage des mains avant une intervention chirurgicale et d'autres procédures invasives à haut risque, ainsi que pour les soins aux nouveau-nés, tandis que le savon et l'eau sont recommandés pour les autres lavages des mains.

4.1.2. Hygiène des locaux

L'hygiène des locaux implique une action antimicrobienne effectuée avec un désinfectant, visant à purifier l'air, les surfaces, l'eau et la literie. Elle englobe la désinfection du sol, du plafond, des murs (notamment dans les chambres des patients et les salles d'opération), ainsi que des cuvettes des toilettes et des baignoires. Les produits utilisés incluent des désinfectants liquides, souvent associés à des détergents, des sprays appliqués par pulvérisation sur les surfaces verticales, et des rayons UV. Pour garantir des locaux peu contaminables, peu contaminés et facilement décontaminables, il est essentiel de maintenir une ventilation adéquate, une bonne luminosité et une exposition au soleil, tout en respectant les normes architecturales appropriées (Hota, 2004).

4.1.3. Hygiène des surfaces

Le nettoyage consiste à éliminer les corps étrangers d'une surface ou d'un objet, en utilisant des procédés mécaniques et des détergents avec de l'eau. Ce processus seul peut réduire la charge microbienne sur une surface, et lorsqu'il est combiné avec un désinfectant, il entraîne une diminution significative de la charge microbienne en un temps plus court (Hota, 2004).

Le nettoyage des surfaces a deux fonctions principales : d'une part, il a une fonction non microbiologique qui améliore ou rétablit l'aspect de la surface, maintient sa fonction et prévient toute détérioration ; d'autre part, il a une fonction microbiologique qui vise à réduire le nombre de microorganismes présents, ainsi que toutes les substances favorisant leur croissance ou pouvant diminuer l'efficacité des procédés de désinfection ou de stérilisation (Dancer, 2004).

4.1.4. Hygiène du matériel

Le matériel de soins, qu'il s'agisse d'équipements lourds tels que les respirateurs, les machines d'hémodialyse ou les appareils de radiologie, doit être nettoyé et désinfecté après chaque utilisation, et régulièrement soumis à des contrôles bactériologiques. Le petit matériel devrait idéalement être jetable ; sinon, il doit être nettoyé, rincé, désinfecté ou stérilisé selon les normes établies (Hota, 2004).

Chapitre III : Les mesures préventives contre les infections post-opératoires

4.1.5. Hygiène du linge

Il est crucial d'établir un processus clair pour gérer le linge sale et propre, en suivant les directives à chaque étape, de la manipulation et du tri, jusqu'au conditionnement, au stockage, au transport, au lavage et au séchage (CCLIN Ouest, 2002).

4.1.6. Gestion des déchets

Les articles tranchants doivent être disposés dans des récipients spéciaux, et les déchets potentiellement dangereux pour la santé doivent être éliminés selon des procédures dédiées pour leur collecte, leur transport, leur incinération ou leur mise en décharge. Les directives régissant l'emballage, le transport et la gestion de ces déchets sont rigoureusement appliquées. Les déchets hospitaliers représentent un réservoir potentiel d'agents pathogènes et nécessitent un traitement adéquat. Entre 10 et 25 % des déchets produits par les établissements de santé sont considérés comme dangereux. Les déchets médicaux infectieux doivent être stockés dans une zone à accès restreint. Les déchets contenant des métaux lourds ainsi que ceux provenant d'interventions chirurgicales, de personnes infectées ou contaminées par du sang et des expectorations, ainsi que ceux provenant des laboratoires de diagnostic, doivent être éliminés séparément. Il est important que le personnel de santé et les agents de nettoyage soient informés des risques associés aux déchets et de leur gestion appropriée (Khan *et al.*, 2017).

5. Utilisation approprié des antibiotiques

Les antibiotiques sont fréquemment prescrits pour traiter les maladies, mais leur utilisation doit être fondée sur un diagnostic clinique adéquat ou la détection d'un microorganisme infectieux. L'objectif de la thérapie antimicrobienne est de choisir un médicament spécifiquement efficace contre le pathogène le plus probable tout en minimisant le risque de résistance et d'effets indésirables (Ducel *et al.*, 2002).

La prophylaxie antimicrobienne doit être appliquée de manière appropriée, comme avant une intervention chirurgicale, pour diminuer le risque d'infections postopératoires. Pour les patients immunodéprimés, une prophylaxie prolongée est souvent nécessaire jusqu'à ce que les marqueurs immunitaires se rétablissent (Leekha *et al.*, 2011).

Matériel et méthodes

Présentation de l'étude

Cette étude a été effectuée au sein de l'hôpital Kais de la Wilaya de kenchela au niveau de différents services : service de médecine interne, service de chirurgie, service de pédiatrie, service d'endocrinologie, service de maternité, service d'orthopédie et les urgences.

Le travail pratique relatif à ce mémoire s'est fait par un stage de 4 mois au niveau du laboratoire microbiologie et une investigation de l'environnement hospitalier par le biais d'une cellule de lutte contre les infections nosocomiales dans le but de connaître la place réelle de l'environnement dans la survenue des infections nosocomiales.

Il est scindé en 3 parties :

-Prélèvement et identification phénotypique des bactéries impliquées dans les infections post-opératoires dans les différents services de l'étude.

-Etude qualitative de contrôle microbiologique des surfaces de l'hôpital Kais de Khenchela dans plusieurs services.

-Etude statistique rétrospective concernant les infections du post opératoire et les contaminants de l'environnement hospitalier des trois dernières années.

I. Isolement et identification des microorganismes impliqués dans les infections post-opératoires

1. Matériel

1.1. Matériel biologique

Les échantillons analysés proviennent de patients ayant subi une intervention chirurgicale et présentant des infections nosocomiales post-opératoires.

1.2. Matériel non biologique

Pour la culture bactérienne, nous avons employé une gamme variée de milieux de culture solides et liquides, ainsi qu'une sélection diversifiée d'appareils, de verrerie, de réactifs et de disques d'antibiotiques.

2. Méthodes

2.1. Prélèvements

2.1.1. Prélèvement pus

Le prélèvement doit être réalisé avec du matériel stérile à usage unique, selon les règles d'hygiène et d'asepsie appropriées, avant toute antibiothérapie. Pour la collecte du pus profond, il faut désinfecter la région à ponctionner par la Bétadine dermique ou alcoolique puis laisser

sécher, faire une aspiration de pus avec l'aiguille d'une seringue stérile à utilisation unique en évitant tout contact avec la partie superficielle de la plaie (**Berthé *et al.*, 2019**).

Pour les prélèvements de pus superficiel, on utilise soit une seringue sans aiguille, soit des écouvillons après avoir nettoyé la surface de la lésion avec de l'eau physiologique stérile (**Ouédraogo *et al.*, 2011**).

Il est crucial d'acheminer les échantillons au laboratoire dans les délais les plus courts possibles. En effet, laisser les prélèvements à la température ambiante pendant une période prolongée peut entraîner une multiplication des bactéries, compromettant ainsi l'interprétation des résultats. De plus, certaines bactéries sont sensibles et peuvent être tuées par l'exposition à l'air et à la dessiccation (**Poly et Denis, 2002**).

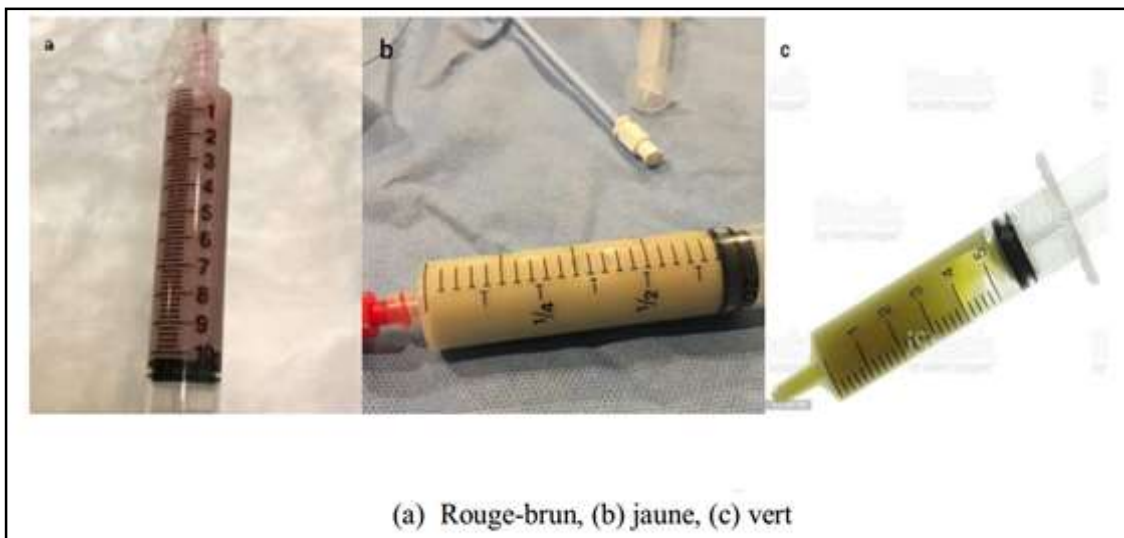


Figure 05 : les couleurs du pus (**Alamystock, 2006 ;Istock, 2012**).

2.1.2. Prélèvement de sang

Lorsqu'une bactériémie est suspectée, le prélèvement sanguin pour hémoculture est effectué. Il implique de recueillir du sang, de manière aseptique, au cours d'une seule ponction, dans deux flacons de type flacon de Castaneda : l'un réservé aux bactéries aérobies et l'autre aux anaérobies.

La ponction veineuse représente la seule méthode adéquate pour prélever du sang en vue d'une culture bactériologique. Il est nécessaire de prélever une quantité de sang adéquate, soit 10 ml chez l'adulte et de 2 à 5 ml chez l'enfant. (**Leulmi ,2015**).

☞ Contexte clinique : Notre recherche a été conduite sur des échantillons provenant de patients hospitalisés en postopératoire. Chaque échantillon reçu au laboratoire est accompagné d'une fiche d'informations comprenant les éléments suivants :

- Le nom et le prénom du patient.
- Le service d'hospitalisation.

- La date et l'heure du prélèvement.
- Transport : Il est essentiel d'assurer un transport rapide des prélèvements afin de garantir la qualité du diagnostic.

2.1.3. Prélèvements d'urine

Pour obtenir des urines ayant passé un temps suffisant dans la vessie, il est conseillé de les prélever le matin, surtout si la production urinaire est importante, avec une durée de rétention d'au moins 3 à 4 heures. La méthode recommandée implique de récupérer les urines après avoir nettoyé les mains et les organes génitaux externes. Après avoir vidé une première partie de l'urine (environ 20 ml), au moins 20 ml supplémentaires doivent être recueillis dans un récipient stérile, en veillant à ne pas toucher le bord du contenant (**Slaninova ,2016**).

Pour les jeunes enfants, il est recommandé d'utiliser un collecteur stérile spécifique, conçu pour leur anatomie, à usage unique. Après une désinfection minutieuse, ce dispositif est placé et ne doit pas rester en place plus de trente minutes. Si l'enfant n'a pas uriné dans ce laps de temps, le collecteur est retiré et remplacé par un nouveau. Une fois la miction terminée, le collecteur est retiré et les urines sont transférées avec précaution dans un flacon stérile.

Pour les patients sondés en permanence, au lieu de séparer la sonde et le collecteur lorsque le drainage vésical clos n'est pas réalisé, il est préférable, après avoir clampé en aval, de prélever directement dans la chambre de prélèvement préalablement désinfectée à l'aide d'une seringue ou d'un système d'aspiration sous vide, puis de transférer dans un flacon stérile.(**Djennane et al., 2009**).Une fois recueillies, les urines doivent être transportées au laboratoire dans les plus brefs délais ; sinon, elles doivent être conservées à une température de +4 °C. Pour une conservation optimale, le recueil doit être maintenu le plus court possible, et le transport vers le laboratoire doit être effectué dans un emballage réfrigérant en moins de 2 heures. (**Roland, 2016**).

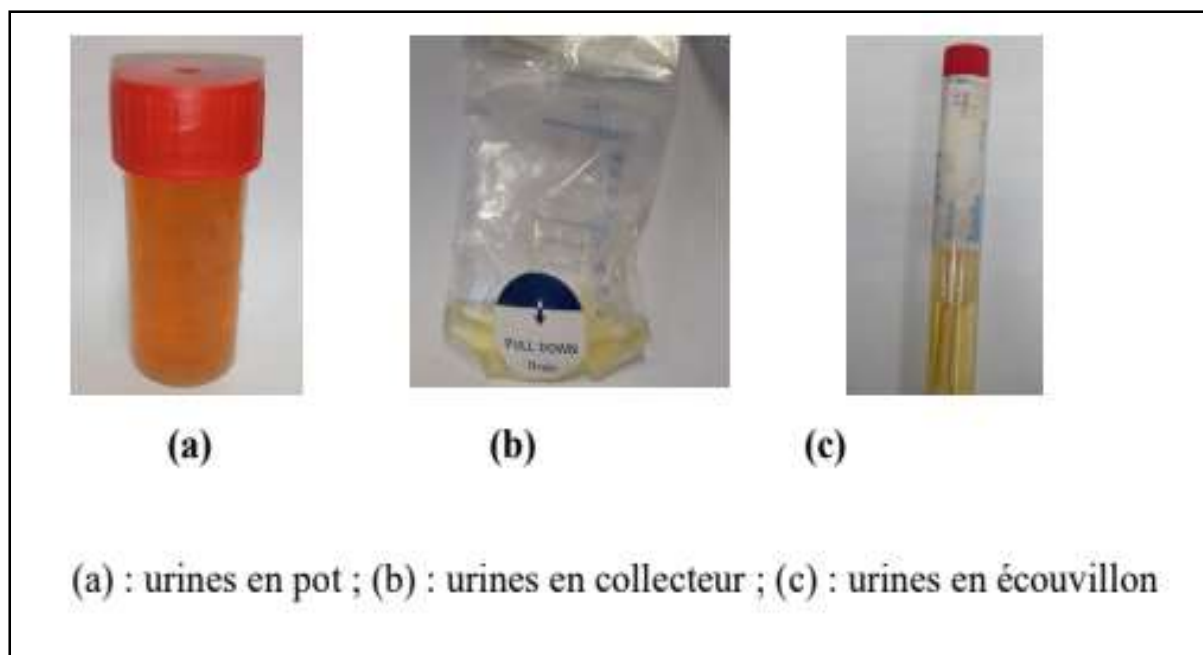


Figure 06 : Les différents contenants d'urines

2.2. Mise en culture

Pour déterminer la morphologie des colonies, les isoler et les identifier, on utilise une variété de milieux de culture afin de fournir tous les nutriments et l'énergie nécessaires à la croissance des bactéries cultivées.

Le milieu Hektoen est employé pour isoler les entérobactéries ainsi que de nombreuses bactéries à Gram négatif.

Le milieu Chapman est employé pour isoler les bactéries halophiles des genres *Staphylococcus*, *Enterococcus* et *Bacillus*.

Les géloses au sang frais et cuit sont employées pour isoler les bactéries exigeantes telles que les *Streptocoques*.

Les cultures sont inspectées après 24 et 48 heures d'incubation.

2.3. Examen bactériologique

Au cours de notre étude, l'examen bactériologique des prélèvements effectués au laboratoire de microbiologie a été réalisé selon le protocole suivant

2.3.1. Examen macroscopique

Après l'isolement, la première étape consiste en l'examen macroscopique des cultures, qui implique l'observation des colonies en mouvement (**Ahriz et Sid, 2014**).

- La forme des colonies : rondes, irrégulières.
- Allure du contour : bords lisses, réguliers ou irréguliers, dentelés, déchiquetés pouvant même présenter parfois des prolongements (tête de méduse).
- Relief : surface bombée, demi-bombée, plate.

- Centre : parfois surélevé, parfois ombiliquée (en creux).
- La taille des colonies par la mesure du diamètre.
- La couleur de la colonie et l'opacité (opaque, translucide ou transparente...).
- L'aspect : colonie lisse, rugueuse ou muqueuse.

2.3.2. Examen microscopique

L'analyse microscopique est cruciale en tant qu'outil de diagnostic car elle fournit des indications fondamentales pour orienter le diagnostic. Dans tous les cas, cet examen aide à envisager les prochaines étapes des investigations à mener.

- État frais

Il permet d'observer au microscope à l'objectif X40 la présence ou l'absence de leucocytes et d'hématies, d'examiner les bactéries vivantes, et de mettre en évidence leur mobilité (**Bestandji et Medaci, 2016**).

- Technique

Agiter les échantillons pour les uniformiser. Prélever quelques gouttes de la suspension bactérienne avec une anse de platine ou une pipette pasteur, puis les déposer sur une lame propre.

Appliquer la lamelle sur la lame en partant d'une inclinaison de 45°. Examiner au microscope (X40) (**Bestandji et Medaci, 2016**).

- Coloration au bleu de Méthylène

Cette coloration permet d'identifier la forme, l'agencement et principalement la mobilité des bactéries.

Elle implique l'observation d'une goutte de suspension bactérienne, préparée avec de l'eau physiologique et placée entre une lame et une lamelle (**Bestandji et Medaci, 2016**).

- Coloration de Gram

La coloration de Gram révèle les caractéristiques de la paroi bactérienne, permettant ainsi de les distinguer et de les classer en fonction de ces caractéristiques. Deux grands groupes de bactéries sont ainsi différenciés selon la structure de leur paroi : les Gram positif et les Gram négatif (**Mihaela et al., 2019**).

2.4. Identification biochimique

2.4.1. Galerie API 20^E

Le système API de Biomérieux est une norme employée pour déterminer les bactéries en fonction de leurs caractéristiques biochimiques.

La galerie API de Biomérieux, composée de 20 tests biochimiques miniaturisés qui facilitent l'identification des différentes bactéries en analysant leurs caractères biochimiques.

☞ Préparation de l'inoculum

Pour commencer, ouvrir l'ampoule contenant la solution de suspension neutre ou le tube d'eau distillée stérile fourni avec la galerie. Sélectionner une colonie bien isolée provenant d'un milieu de culture. Préparer ensuite une suspension bactérienne avec une faible densité microbienne, mesurée à 0,5 sur l'échelle de Mac Farland.

☞ Remplissage de la galerie

- Ajouter de l'eau dans les compartiments du support de la galerie pour créer une atmosphère humide, puis placez la galerie dans le support. Pour remplir les microtubes, il est crucial de remplir complètement la cavité, en créant un léger ménisque avec les substrats encadrés. Remplir les tubes d'inoculum et leurs cavités avec de l'huile de paraffine pour établir une atmosphère anaérobie pour les substrats soulignés. Quant aux substrats non soulignés ni encadrés, remplir uniquement les tubes correspondants.

-Incuber la galerie pendant 24 heures à 37°C.

☞ Lecture

Pour l'interprétation des résultats, un tableau de lecture sur les réactions biochimiques disponible au laboratoire est utilisé ainsi que le logiciel d'identification (apiweb).

Certains tests nécessitent l'ajout de réactifs pour leur lecture :

- Pour le test TDA, l'ajout d'une goutte du réactif TDA.
- Pour le test indole, l'ajout d'une goutte de réactif de Kovacs.
- Pour le test VP, l'ajout d'une goutte des réactifs VP1 et VP2.
- Pour le test GLU et après la lecture du résultat on peut déduire la présence du nitrate réductase en ajoutant une goutte des réactifs NR1 et NR2.

2.4.2. Tests complémentaires

a) Galerie biochimique classique

La galerie facilite l'identification des micro-organismes en ciblant leurs réactions enzymatiques et en mettant en lumière les substrats dégradés ou les métabolites formés.

À partir d'une culture positive, une colonie est prélevée à l'aide d'une anse de platine et transférée dans un milieu nutritif approprié pour la croissance des micro-organismes exigeants.

☞ Test mannitol mobilité

Ce milieu semi-solide permet d'analyser à la fois la fermentation du mannitol et la motilité des bactéries.

• Mode d'ensemencement

Une pipette Pasteur est utilisée pour ensemer par une piqûre centrale jusqu'au fond du tube, puis incubation à 37°C pendant 24 heures.

∞ Milieu Triple Sugar Iron

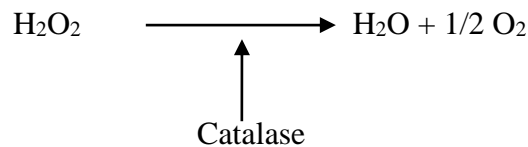
Le milieu T.S.I est semi-solide et sert à différencier les *Entérobactéries* en se basant sur leur capacité à produire du sulfure d'hydrogène et à fermenter le lactose, le saccharose et le D-glucose.

• Mode d'ensemencement

La suspension bactérienne est inoculée en utilisant la technique de piqûre centrale pour le culot et la technique de stries serrées pour la surface inclinée. Incubation à 37°C pendant 24 heures.

∞ Test de la catalase

La catalase est une enzyme que l'on trouve dans la plupart des bactéries aérobies strictes et des bactéries facultatives anaérobies. Elle catalyse la décomposition du peroxyde d'hydrogène en eau et en oxygène, libérant ce dernier (**Camille, 2014**).



La recherche de la catalase est un test fondamental pour l'identification des bactéries à Gram positif (*Staphylocoques* et *Streptocoques*).

Technique

Prendre un tube à hémolyse contenant 1ml d'eau physiologique stérile :

- Prélever une quantité adéquate d'une culture bactérienne de 24 heures pour obtenir une suspension dense (avec une turbidité notable).
- Ajouter 2 à 3 gouttes d'eau oxygénée à 3% sans agitation. Patienter pendant 1 à 2 minutes avant d'observer (**Camille, 2014**).

• Lecture

- Dégagement gazeux : Production d'O₂ provenant de la dégradation d'H₂O₂ => souche catalase positive.
- Absence de dégagement gazeux : Absence de production d'O₂ provenant de la dégradation d'H₂O₂ => souche catalase

∞ Test de l'oxydase

L'oxydase, également appelée cytochrome oxydase, est une enzyme présente dans certaines chaînes respiratoires cytochromiques bactériennes (**Camille, 2014**).

La recherche d'oxydase est une méthode d'identification bactériologique spécifique aux bactéries à Gram négatif : détecter cette enzyme oriente vers les genres *Pseudomonas* et la famille des *Vibrionaceae*.

- **Principe**

Le test de l'oxydase repose sur la production par les bactéries d'une enzyme oxydase intracellulaire.

En présence d'oxygène atmosphérique et de cytochrome C, cette enzyme oxyde le réactif, formant un composé violet appelé indophénol.

L'acide ascorbique contenu dans le réactif (Oxydase Reagent) agit comme agent réducteur pour réduire l'auto-oxydation du réactif, améliorant ainsi sa stabilité (**Camille, 2014**).

- **Technique**

Déposer délicatement un morceau de papier imprégné de N-diméthyl-paraphénylène diamine sur une lame à l'aide d'une pince préalablement flambée.

Utiliser une pipette Pasteur pour prélever doucement une colonie sur milieu solide et la déposer sur le papier.

La lecture du résultat est instantanée et ne nécessite aucune incubation (**Meziani, 2012**).

- **Lecture**

- Si la colonie prend une teinte rose, violette, le germe possède une oxydase : le test est positif.

- Si la colonie reste incolore, le germe ne possède pas d'oxydase, le test est négatif.

- **Teste de coagulase**

Le test de coagulase est employé afin de distinguer les souches de *Staphylococcus aureus coagulase positive* des autres *Staphylocoques coagulase négative*. La coagulase est une enzyme sécrétée par certaines souches de *Staphylococcus aureus*, capable d'entraîner la coagulation du plasma sanguin.

La méthode implique de mélanger une suspension bactérienne de *Staphylococcus* avec du plasma de lapin, puis d'observer la formation de grumeaux ou de caillots dans le plasma après incubation.

Résultat positif : La formation de coagulation dans le plasma indique la présence de coagulase, ce qui confirme que la souche testée est coagulase positive.

On observe la formation d'un caillot ou de grumeaux dans le tube.

2.5. Etude de la sensibilité des souches bactériennes aux antibiotiques (Antibiogramme)

L'antibiogramme permet d'évaluer en même temps l'efficacité de plusieurs antibiotiques sur une souche bactérienne donnée.

Il est toujours associé à l'identification des bactéries potentiellement pathogènes.

Les antibiotiques testés sont : **- β -lactamines Céphalosporines** : Céftazidime,

Céfazoline, Céftriaxome, Céfoxitine, Céfotaxime,

Monobactame : Aztréoname.

Pénicilline : Pénicilline G, Oxacilline, Ampicilline, Amoxicilline, Amoxicilline-acide clavulanique, Ticarcilline, Ticarcilline-acide clavulanique, Pipéracilline et Pipéracilline-acide clavulanique.

Carbapénèmes: Imipénème.

- Aminosides

Amikacine, Gentamicine et Netilmicine.

- Macrolides-Lincosamides-Streptogramines (M.L.S)

Erythromycine, Spirampicyne, Lincomycine, Clindamycine et Pristinamycine. -

Glycopeptides

Teicoplanine et Vancomycine.

- Divers

Acide fusidique, Chloramphénicol, Rifampicine, Fosfomycine, Triméthoprimé/
Sulfaméthoxazole, Linozolide, Colistine.

- Fluoroquinolones/ quinolone

Ofloxacine, ciprofloxacine, lévofloxacine et acide nalidixique,

- Cyclines

Tétracycline.

Le résultat obtenu permet d'évaluer la sensibilité ou la résistance de la souche examinée à un antibiotique donné, ce qui détermine probablement son efficacité thérapeutique ou l'insuccès du traitement (**Sekhri, 2011**).

• Principe

Des disques de papier imprégnés d'une concentration spécifique d'antibiotique sont placés sur la surface du milieu Mueller Hinton (MH), préalablement ensemencé avec un inoculum mesuré d'une culture pure de la bactérie à tester.

Après incubation, les boîtes de Pétri sont examinées, et les zones d'inhibition autour des disques sont mesurées et comparées aux valeurs critiques des différents antibiotiques testés pour déterminer leur classification clinique (**Bio-Rad, 2011**).

• Technique

À partir d'une culture pure de 18 heures sur un milieu d'isolement, préparez une suspension bactérienne ayant une opacité similaire à 0,5 sur l'échelle de McFarland (**Rahal,2014**).

- Utiliser un écouvillon stérile pour prélever l'inoculum. L'essorer en le pressant fermement contre la paroi interne du tube pour en éliminer le maximum de liquide, puis ensemencer la gélose Mueller Hinton (MH) de haut en bas avec des stries serrées. Répéter cette opération

- Trois fois, en pivotant la boîte de 60° à chaque fois, et terminer l'ensemencement en faisant glisser l'écouvillon le long de la périphérie de la gélose.
- Utiliser une pince préalablement flambée pour déposer les disques d'antibiotiques appropriés sur la gélose, en fonction de la bactérie isolée. Il faut s'assurer que les disques d'antibiotiques soient espacés et qu'il n'y a pas plus de 6 disques sur une boîte de Pétri de 90 mm de diamètre. Tout disque humide ou ayant été conservé à température ambiante ne doit pas être utilisé.
- Incuber les boîtes à 37°C pendant 18 à 24 heures.
- Après l'incubation, effectuer des mesures précises des diamètres des zones d'inhibition observées et consultez les diamètres critiques standards conformes aux normes du CASFM. Ensuite, classer la bactérie dans l'une des catégories cliniques suivantes : Sensible, Intermédiaire, Résistante.

II. Etude de l'environnement hospitalier (surveillance de la flore des surfaces à l'hôpital Kais Khenchela)

L'objectif de ce travail est de déterminer l'écologie microbienne des microorganismes présents dans les surfaces hospitalières de chaque service de l'hôpital afin de prouver un éventuel lien entre les microorganismes des surfaces hospitalières et la survenue des infections nosocomiales post-opératoires.

Ceci permettra de diminuer les infections nosocomiales par la connaissance des modes d'acquisition et de transmission de ces infections post-opératoires.

Cette partie de l'étude a été réalisée en collaboration avec une cellule multidisciplinaire de lutte contre les infections nosocomiales composée de médecins ; à savoir d'un médecin infectiologue, médecin chef des urgences médico chirurgicales, chef de service du bloc opératoire, d'infirmiers, d'un chef de service paramédical et de techniciens du laboratoire de microbiologie.

Cette cellule est chargée du maintien de l'hygiène hospitalière continuellement avec des contrôles et des prélèvements en évaluant périodiquement la situation en matière d'IAS et en contrôlant l'efficacité des mesures de lutte contre les infections.

D'après notre étude nous avons constaté que les rôles du microbiologiste sont primordiaux, en effet, il doit veiller à :

- Réaliser des enquêtes bactériologiques de l'environnement, systématiques dans le cadre d'un programme de surveillance établi par le CLIN (comité de lutte contre les infections nosocomiales) ou lors d'une épidémie.
- Communiquer rapidement les résultats des enquêtes, au service concerné, au CLIN et à l'unité chargée de l'hygiène hospitalière.

- Participer à l'évaluation de la qualité de la stérilisation et de la désinfection.
- Effectuer les tests de sensibilité aux anti-infectieux selon des méthodes standardisées et produire et diffuser les rapports de synthèse sur la prévalence de la résistance.

1. Prélèvement à partir des surfaces hospitalières

1.1. Lieux et points de prélèvements

Il est important d'adapter le plan de prélèvement à l'environnement et d'établir au préalable une analyse critique des points à surveiller prioritairement. Ainsi, les lieux et points de prélèvements choisis doivent être ceux qui, après analyse des risques, présentent le risque infectieux le plus élevé pour les patients. Pour un suivi comparatif, il faut conserver les mêmes points de prélèvements, et ceux-ci doivent être effectués selon la même méthodologie. La position des points de prélèvements doit être reportée sur un plan des locaux ou de l'équipement à contrôler.

1.2. Fréquence des prélèvements

La fréquence des prélèvements de la cellule dépend du service et de l'environnement. Ponctuel en cas d'épidémie et de travaux et dans les autres cas, avec une périodicité définie par la cellule. D'après notre étude, la cellule effectue des prélèvements environ chaque trois mois. Cependant, cette fréquence fluctue en fonction des résultats obtenus au laboratoire et du seuil atteint.

1.3. Méthodologie

- La méthodologie utilisée est faite en application de la norme ISO/DIS14698.
- La méthode par écouvillonnage est utilisée dans deux cas précis : la recherche des germes très spécifiques sur des surfaces planes (tables d'opérations, scialytiques, chariots des matériaux, tables de nuits, lits et sol) et dans des zones difficilement accessibles et non plane (dispositifs médicaux, poignets, humidificateur).
- Tuyaux de respiration, barboteurs, liquides des respirateurs, stérilisateurs, couveuses, stéthoscopes, placards).
- Des écouvillons stériles sont humidifiés dans un liquide stérile isotonique. Pour une surface plane, ces
- Ecouvillons sont passés sur des zones définies en stries parallèles rapprochées en les faisant tourner légèrement, puis sur les mêmes zones en stries perpendiculaires. Les écouvillons sont remis dans leurs étuis protecteurs et sont transmis au laboratoire dans un délai d'un quart d'heure.
- Les écouvillons sontensemencés sur une gélose lactosée au pourpre de bromocresol (BCP), milieu Chapman, gélose au sang et gélose chocolat, puis incubés à 37°C durant 24 à 48 heures. Dans certains cas un repiquage sur galerie API 20 E est réalisé.



Figure 07 : Prélèvement de différentes surfaces de l'environnement hospitalier

III. Etude statistique

L'étude statistique est représentée à partir d'une étude rétrospective réalisée sur une période de trois années par des données obtenues des registres de réception au niveau du laboratoire.

La relation entre les germes responsables d'infections post-opératoires et les contaminants de l'environnement est également décrite.

Résultats

Et

Discussion

1. Partie expérimentale

1.1. Examen cytobactériologique

1.1.1. Examen cytologique

a) Coloration au bleu de méthylène

L'observation des frottis colorés au bleu de méthylène sous microscope optique nous a permis de déterminer les caractéristiques des bactéries, telles que leur forme, leur taille et leur disposition.

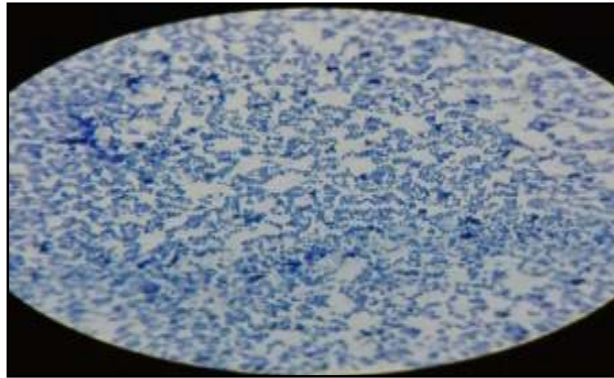


Figure 08 : Observation microscopique après coloration au bleu de méthylène

1.2. Examen bactériologique

1.2.1. Observation des cultures et différenciation des colonies

La première étape du diagnostic bactérien consiste en la description macroscopique des colonies. Suite à l'isolement des souches à partir de divers prélèvements, nous avons pu observer différentes caractéristiques (Figure 09,10,11).

L'aspect des colonies dépend du milieu utilisé, de la durée et de la température d'incubation.

Parmi les caractères observés on retrouve :

- **La forme des colonies :** Rondes, irrégulières et envahissantes.
- **Le relief :** On observe des colonies bombées, plates ou en vagues concentriques.
- **Le contour :** régulier ou irrégulier.
- **La taille :** ponctiformes, petites colonies, moyennes, ou grosses.
- **La surface :** lisse ou rugueuse.

Résultats et discussion

- **La couleur** : peut-être naturelle (pigment) ou due à une coloration ou un indicateur de pH présent dans le milieu.



Figure09 : Colonies de *Staphylococcus aureus* sur milieu Chapman



Figure10 : Aspect macroscopique des souches *Entérobactéries sur GN*



Figure 11 : Colonies de *Pseudomonas* : Sur milieu Hektoen

a) Résultat de Gram

L'observation microscopique après coloration de Gram a révélé la présence de diverses formes bactériennes. Les bactéries Gram positif apparaissent en violet, tandis que les bactéries Gram

Résultats et discussion

négatif apparaissent en rose. Selon notre étude, les *Entérobactéries* se sont avérées être des Gram négatif avec une forme bacille ou coccobacille, se présentant isolées, en paires ou en amas.

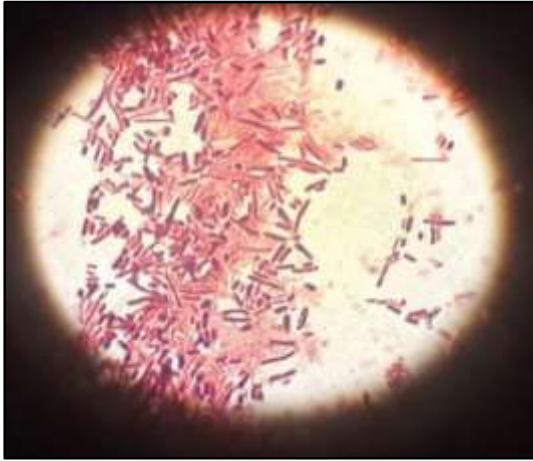


Figure12 : Bacilles à Gram négatif

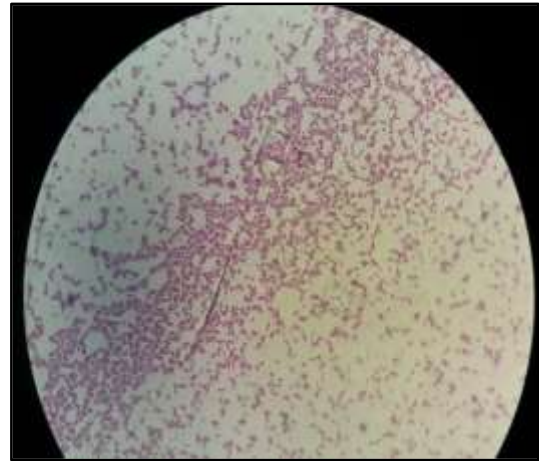


Figure 13 : Cocci à Gram positif

b) Tests complémentaires

Les tests biochimiques permettent de déterminer certaines caractéristiques du métabolisme des bactéries analysées.

c) Recherche d'oxydase

La réaction positive a été indiquée par l'apparition d'une coloration violette à l'emplacement où la colonie a été déposée (Figure 14), soit immédiatement, soit après quelques secondes.

Les résultats obtenus étaient les suivants : les *Entérobactéries* étaient dépourvues d'oxydase (aucune coloration), donc elles sont oxydase négatives. En revanche, *Pseudomonas aeruginosa* s'est révélé oxydase positive.



Figure 14 : Test oxydase positif

d) Recherche de la catalase

La réaction positive de la catalase se manifeste par un dégagement gazeux immédiat résultant de la décomposition de l'eau oxygénée (Figure 15). Toutes les *Entérobactéries* et les *Staphylocoques* sont catalase positives.



Figure 15 : Test catalase positif.

e) Test de TSI

- *Bacilles* non fermentaires (*Pseudomonas sp*) : absence de fermentation des sucres (glucose, lactose, saccharose).
- *Entérobactéries* : fermentation des sucres (glucose, lactose et/ou saccharose) avec production de gaz et, chez certaines espèces, de H₂S (Figure16).



Figure 16 : Résultat du test TSI

f) Test Coagulase

Ce test permet de distinguer *Staphylococcus aureus* des autres genres de *Staphylocoques*.



Figure17: Résultat du test coagulase⁺ pour les *Staphylocoques aureus* à partir du pus

g) Résultat de la galerie API20E

La galerie API20E nous a offert une identification rapide et précise des bactéries isolées à partir des échantillons. Après incubation, la positivité ou la négativité de chaque test de la galerie API20E est déterminée par une réaction colorimétrique (Figure 18, 19). Certains résultats sont interprétés directement, tandis que d'autres nécessitent l'ajout de réactifs spécifiques pour leur lecture.



Figure18 : Identification des *Entérobactéries* avec le système API20E
(Souches des urines)

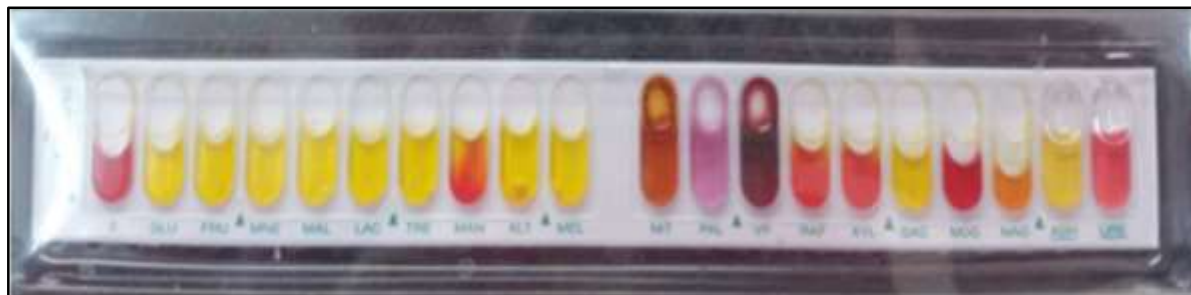


Figure19 : Résultat de l'identification avec le système d'API STAPH Pour les *Staphylocoque* (pus).

Tableau 04 : Caractères biochimiques des *Entérobactéries*

	Mobilité	Lactose	ONPG	ADH	LDC	ODC	Citrate (Simmons)	H ₂ S	Uréase	PDA OuTDA	Indole	VP	Gélatinasse	Mannitol	Saccharose	RM	DNans
<i>E.coli</i>	+	+	+	-	+	V	-	-	-	-	+	-	-	+	v	+	-
<i>Citrobacter freundii</i>	+	V	+	V	-	-	+	+	-	-	-	-	-	+	v	+	-
<i>Klebsiella pneumoniae</i>	-	+	+	-	+	-	+	-	+	-	-	+	-	+	+	-	-
<i>Enterobacter cloacae</i>	+	+	+	+	-	+	+	-	v	-	-	+	-	+	+	-	-

Tableau 05 : Profil bactériologique des bactéries isolées

<i>Les Entérobactéries</i>					
Bactéries	Aspect de colonies	Coloration de Gram	Test d'oxydase	Test de catalase	Test de coagulase
<i>Escherichia coli</i>	- Colonies grosses sèches - Taille Irrégulière - De 2 à 3 mm de diamètre.	- Gram négatif (coloration rose) - Bacille de taille assez courte de 2 à 3 µm - Isolés, diplobacilles soit en amas.	Oxydase négative	Catalase positive	/

Résultats et discussion

<i>Klebsiella pneumoniae</i>	<ul style="list-style-type: none"> - Colonies de type monoïdes - Volumineuses de 3 à 4 mm - Brillantes, opaques et bombées 	-Gram négatif (coloration rose) - Diplobacilles capsulés, très polymorphes	Oxydase négative	Catalase positive	/
<i>Enterobacter sp</i>	<ul style="list-style-type: none"> - Colonies brillantes - Souvent d'aspect assez gras - Opaques, légèrement bombées 	-Gram négatif (coloration rose) -Bacilles de taille variable, certaines possèdent une capsule	Oxydase négative	Catalase positive	/
Les cocci à gram positif					
<i>Streptococcus</i>	<ul style="list-style-type: none"> -Petites colonies translucides - Diamètre variable 	-Gram positif (couleur violette) - Cocci souvent disposés en diplocoques (<i>S. pneumoniae</i>), en chainettes (<i>S. faecalis</i>) De 0.5 à 1µm	Oxydase négative	Catalase négative	/
Les bacilles à gram négatif non fermentaire					
<i>Pseudomonas</i>	<ul style="list-style-type: none"> -Colonies mates -De 2 mm de diamètre -Couleur verte -Possèdent une odeur caractéristique 	-Gram négatif (couleur rose) -Petites bacilles longs et fins à extrémités effilées -Isolées ou en diplobacils		Oxydase positive	Catalase positive

h) Les résultats de l'antibiogramme

Chaque souche identifiée a été soumise à un antibiogramme pour évaluer sa sensibilité aux divers antibiotiques testés. Après incubation à 37°C pendant 18 à 24 heures, les diamètres des zones d'inhibition sont méticuleusement mesurés (Figure 20), puis comparés aux valeurs critiques.



Figure 20 : Antibiogramme d'*Escherichia coli*

Les *Entérobactéries* sont souvent associées à des infections nosocomiales post-opératoires. Pour examiner la résistance aux antibiotiques, nous avons analysé quatre articles. Les données extraites incluent les noms des auteurs, les bactéries étudiées et les antibiotiques testés. Ces infections sont généralement traitées par les β -lactamines (pénicillines, céphalosporines à large spectre et carbapénèmes).

Au cours des vingt dernières années, on constate une croissance des résistances des *Entérobactéries* à ces antibiotiques. Ces résistances peuvent être innées (les *Klebsiella* sont naturellement résistantes à l'ampicilline) ou acquises par mutation chromosomique ou acquisition de matériel génétique sous forme de plasmide, le cas le plus courant (Pierrot, 2015). Au cours des dix dernières années, une augmentation de la fréquence de la multirésistance est observée, définie pour *Pseudomonas aeruginosa* comme une diminution de la sensibilité à au moins trois classes d'antibiotiques. Les souches multirésistantes de *Pseudomonas aeruginosa* (PAMR) cumulent souvent plusieurs mécanismes de résistance, ce qui peut entraîner des infections parfois graves.

Certaines souches sont devenues toto-résistantes, c'est-à-dire résistantes à tous les antibiotiques disponibles. Ce dernier cas est encore rare mais le phénomène est en augmentation (Pierrot, 2015).

Résultats et discussion

Les *Staphylococcus aureus* résistants à la méticilline (SARM) constituent 5 à 10 % des bactéries isolées des infections nosocomiales (IN). Ils présentent une résistance à toutes les β -lactamines et sont très fréquemment résistants aux aminosides, aux macrolides et aux fluoroquinolones (Vincent, 2000).

La résistance à la méticilline est due à l'acquisition d'une cassette chromosomique *Staphylocoque* (SCCmec) portant le gène mecA. Ce gène code pour une protéine membranaire supplémentaire appelée Penicillin Binding Protein 2a (PBP2a), dont l'affinité pour les bêta-lactamines est très faible (Kouatchet et Eveillard, 2012).

Tableau 06 : Antibiogramme des bactéries identifiées chez les patients infectés

ATB \ BACTERIE	IPM	OF	GEN	AMC	CIP	AK
<i>Staphylococcus Aureus</i>	–	R	S	S	–	S
<i>Escherichia coli</i>	S	R	S	R	R	S
<i>Pseudomonas Aeruginosa</i>	S	S	–	–	R	S
<i>Entérobacter spp</i>	–	R	R	R	R	R
<i>Klebsiella pneumoniae</i>	S	S	R	–	S	S
<i>Citrobacter</i>	S	R	S	R	–	S

S : sensible ; R : résistante ; (-) : Antibiotiques non testé

IPM : imipénem , OF : l'ofloxacine , GEN : gentamicine , AMC : amoxicilline +acide clavulanique , CIP : ciprofloxacine , AK : amikacine

Le *Staphylococcus* résistant aux antibiotiques OF (oxacilline) mais sensible aux antibiotiques GEN (gentamicine), AMC (amoxicilline-clavulanate), et AK (amikacine) indique la présence possible de *Staphylococcus aureus* résistant à la méthicilline (SARM). Cela souligne l'importance de l'hygiène des mains, du nettoyage rigoureux des surfaces, et de la décolonisation des patients porteurs SARM.

Escherichia coli montre une résistance à OF, AMC, et CIP (ciprofloxacine) mais une sensibilité à IPM (imipénem), CEN (céfazoline), et AK. Ce profil suggère des souches productrices de bêta-lactamases à spectre étendu (BLSE), nécessitant des mesures de contrôle des infections strictes et l'utilisation prudente des carbapénèmes comme l'IPM.

Pseudomonas aeruginosa résistant à la ciprofloxacine mais sensible à IPM, OF, et AK indique la nécessité de surveiller l'utilisation des fluoroquinolones et de maintenir des protocoles

Rigoureux pour la gestion des infections par *Pseudomonas*, notamment dans les unités de soins intensifs.

Les souches d'*Enterobacter* résistantes à de multiples antibiotiques nécessitent une attention particulière aux protocoles de contrôle des infections et à l'isolement des patients colonisés ou infectés pour prévenir la propagation.

La sensibilité de *Klebsiella pneumoniae* à IPM, OF, CIP, et AK, malgré sa résistance à GEN, est indicative d'une possible production de carbapénémases. Cela nécessite une surveillance continue et l'utilisation restreinte des carbapénèmes pour éviter l'émergence de résistances.

Les souches de *Citrobacter* sensibles à IPM, GEN, et AK montrent l'efficacité continue de ces antibiotiques malgré une résistance à OF et AMC, soulignant l'importance de la rotation des antibiotiques pour prévenir la résistance.

2. Analyse statistique

2.1. Fréquence des infections post-opératoire

2.1.1. Nombre des infections post-opératoires du 2021 au 2023

Dans notre travail nous avons tenté de connaître l'incidence de ces infections à travers une étude rétrospective sur les trois années en se basant sur les dossiers des malades dans différents services de l'hôpital.

La figure représente le nombre des patients admis et les infections post-opératoires de l'année 2021 à l'année 2023, dans différents services de l'hôpital de KHENCHLA.

Le nombre total de patients admis a augmenté de manière significative du 2021 au 2023, passant de 890 à 1300 patients. Cette augmentation peut refléter une expansion des services chirurgicaux ou une hausse de la demande pour des interventions chirurgicales.

La proportion de patients admis par rapport au total annuel a également augmenté, passant de 28.34% en 2021 à 41% en 2023.

En 2021, le taux d'IPO était relativement faible à 3.03%. Ce taux a augmenté en 2022 à 4.73%, puis a légèrement diminué en 2023 à 4%. Bien que le taux d'IPO ait légèrement diminué en 2023 par rapport à 2022, il reste supérieur à celui de 2021.

Cette variation pourrait être due à plusieurs facteurs, y compris des changements dans les types de chirurgies effectuées, ou des variations dans les protocoles de contrôle des infections.

Sur les 1064 prélèvements provenant du différent service, seulement 124 se sont révélés positifs soit un taux de positivité de 11.65%.

Cependant, notre taux de positivité est supérieur à ceux émis par une autre étude réalisée en 2010 dans le service de chirurgie générale B du CHU Gabriel Touré (Mali) ; qui a retrouvé 29 infections sur 374 malades soit un taux de 7,8%.

Nos résultats se retrouvent supérieur à ceux rapportés par une autre étude, réalisée dans le service de **la chirurgie A du centre hospitalier universitaire**, par **Gabriel Toure au Mali** sur une durée allant du 1er septembre 2015 au 31 février 2016. Dans cette étude ; parmi 265 patients ayant subi une intervention chirurgicale, 24 ont développé une infection du site opératoire soit un taux de 9% (**Traore, 2016**).

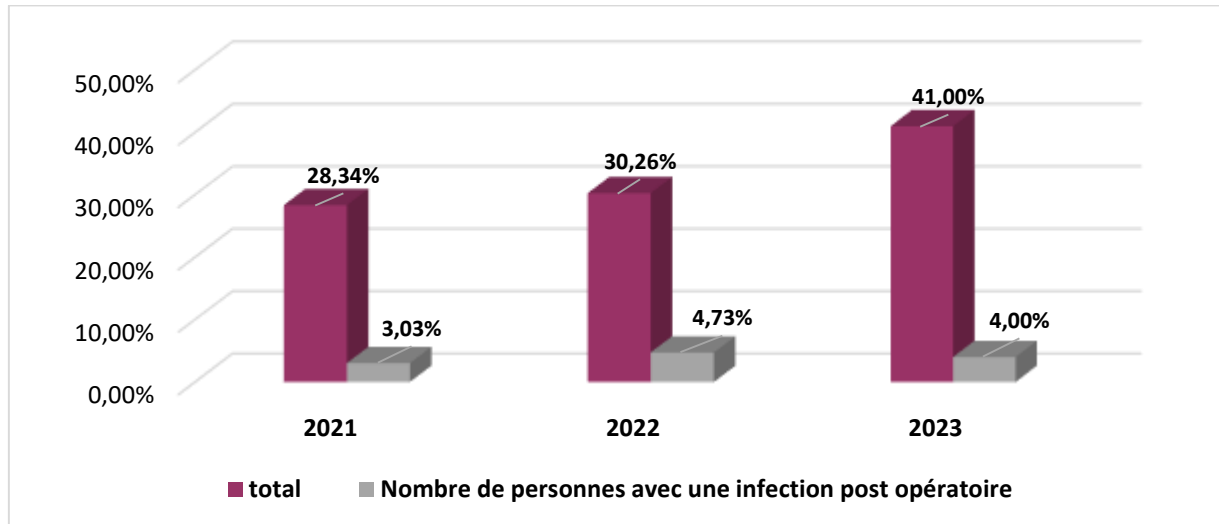


Figure 21 : Nombre de patients admis et pourcentage des infections post opératoires de l'année 2021 à 2023 dans différents services de l'hôpital

2.1.2. Répartition des échantillons selon le résultat de la culture

Parmi les 1064 prélèvements analysés, 940 donnent une culture négative (94 %) et 124 positive (6 %) (Figure 22).

Sur un total de 1064 échantillons analysés, 94% ont présenté des cultures négatives, indiquant une absence de micro-organismes pathogènes détectables. Cependant, 6% des échantillons ont montré des cultures positives, révélant la présence de micro-organismes potentiellement pathogènes dans l'environnement hospitalier

La prédominance des cultures négatives suggère une efficacité globale des mesures de nettoyage et de désinfection mises en place dans notre établissement.

Cependant, la présence de cultures positives souligne la persistance de certains micro-organismes dans l'environnement hospitalier, malgré ces efforts.

Nous les avons comparés à ceux d'une étude similaire publiée dans **le Journal of Surgical Infections**. L'étude de (**Johnson et al.,2021**) a examiné la prévalence des infections post-opératoires dans un échantillon de patients ayant subi des interventions chirurgicales similaires.

Résultats et discussion

Les résultats de l'étude de (**Johnson et al.,2021**) étaient les suivants:Culture 950 négative 90%, Culture114 positive 10%. Nos résultats montrent une proportion légèrement plus élevée de cultures négatives (94%) par rapport à l'étude de Johnson et al. (90%). Cela suggère que notre environnement hospitalier peut avoir des mesures de contrôle des infections plus efficaces.

- Cependant, la proportion de cultures positives dans notre étude (6%) est inférieure à celle rapportée par **Johnson et al.** (10%), indiquant potentiellement une meilleure gestion de la contamination dans notre établissement. Ce résultat est très proche à celui de **XYZ et al., publiée dans le Journal of Hospital Infection en 2020**, portant sur l'impact Del environnement hospitalier sur les infections post-opératoires Culture Négative1104 (92%)Culture Positive 96 (8%).

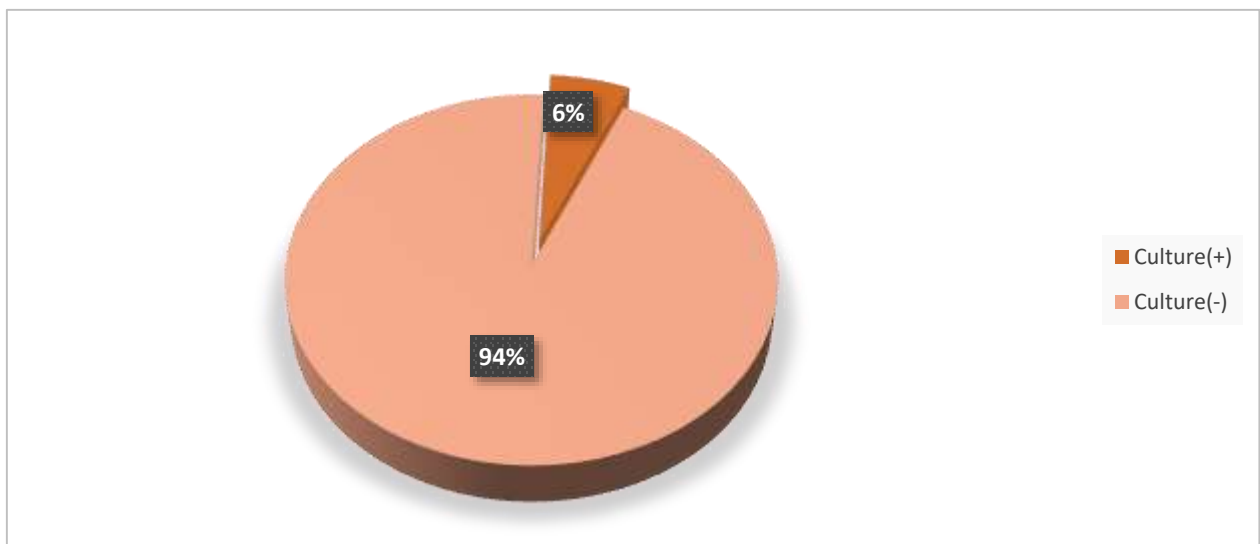


Figure 22 : Répartition des échantillons selon le résultat de la culture (N=1064)

2.1.3. Répartition des patients selon le sexe

Dans notre étude on a trouvé un pourcentage de 45% (56 cas) qui appartiennent au sexe masculin, alors que le sexe féminin représente 55% (68 cas) ce résultat révèle que les infections poste opératoire sont majoritaires chez les femmes avec un sex-ratio (H/F) de 0.82 .

Cette prédominance peut être expliquée en raison de plusieurs facteurs, la durée du séjour à l'hôpital, la brièveté de l'urètre féminin ce qui permet une diffusion de germes, la prévalence des infections gynécologiques, les caractéristiques anatomiques de l'urètre féminin, l'utilisation fréquente d'antibiotiques et les facteurs hormonaux spécifiques aux femmes contribuent à cette prédominance (**Blondel et al ., 2012; Fanou et al., 2022; Bruyere et al., 2013; Larabi et al., 2003; Afssaps, 2008; Berthelemy S, 2014**).

Résultats et discussion

Ces résultats sont en accord avec ceux de **Traores. en 2016**, qui a effectué dans le service de la chirurgie A du centre hospitalier universitaire **Gabriel Toure (Mali)** ; il a été rapporté que le taux des hommes ayant une infection post-opératoire était de 46% et celui des femmes 54%. Par contre, dans le service de la chirurgie B, la prédominance était au sexe féminin avec un taux de 37.5% et les hommes de 62.6%. même résultat rapporté par Zeroual en 2010 (**Zeroual, 2010**). Chez la femme, l'urètre est court et mesure moins de 5 cm. De plus le méat urinaire est proche des orifices vaginal et anal, régulièrement.

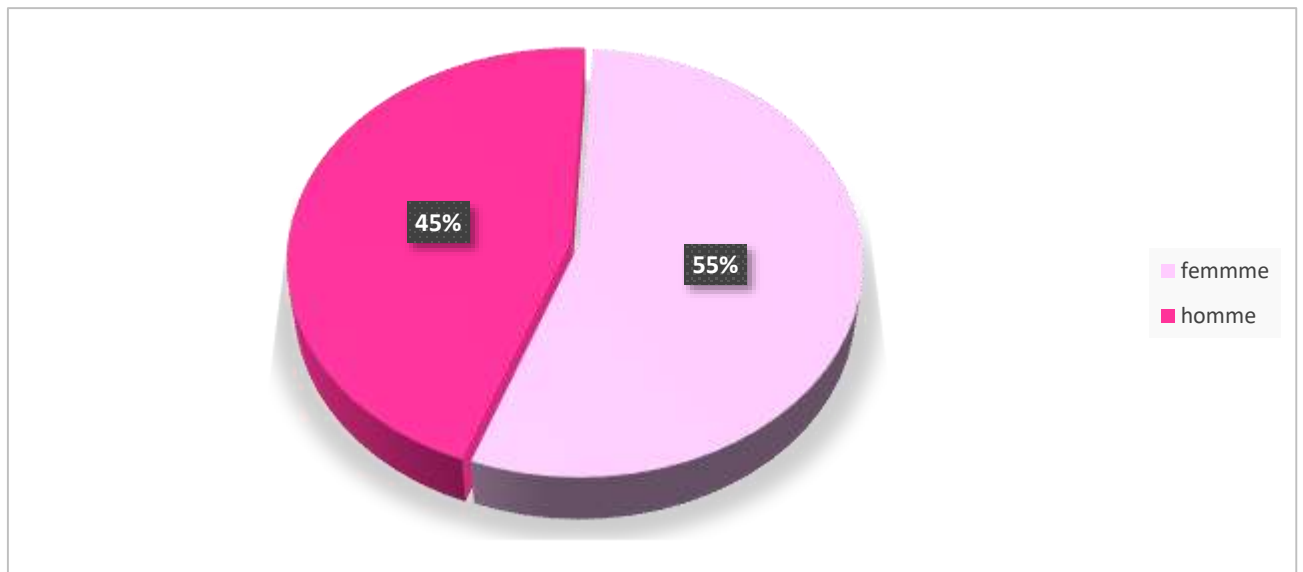


Figure 23 : Répartition des patients selon le sexe (N=1064)

2.1.4. Répartition selon la nature des prélèvements (N=1064)

Sur un total de 124 prélèvements analysés dans la figure ci-dessus, nous avons observé que les infections urinaires sont les prélèvements les plus fréquents, représentant 51.61 % du total des prélèvements. Les pus sont également abondants avec des taux respectifs de 27.42 %, les prélèvements de sonde urinaire et liquide pleural et drainage et hémoculture restent moins fréquents représentant 8.06 %, 7.26 % et 4.84 % et 0.81 % de manière successive. Les infections urinaires post-opératoires représentent la majorité des prélèvements. Ce résultat est plus proche avec une étude réalisée au niveau de CHU Ibn- Sina en 2010 (**Zeroual, 2012**).

Cela peut être dû à l'utilisation fréquente de sondes urinaires chez les patients post-opératoires, augmentant ainsi le risque d'infections des voies urinaires (IVU). Les sondes urinaires sont un facteur de risque bien connu pour les IVU, en effet plusieurs études ont affirmé que 50 à 90% des IU sont liées au sondage urinaire (**Ducel, 2002**).

Les infections détectées par la présence de pus indiquent des infections de plaies chirurgicales.

Cela peut inclure des infections superficielles et profondes des sites chirurgicaux. La gestion et le soin des plaies, jouent un rôle crucial dans la réduction de ces infections.

Le faible pourcentage d'infections détectées par hémoculture indique des infections sanguines ou septicémies. Bien que ce pourcentage soit bas, ces infections sont graves et nécessitent une attention immédiate et des interventions agressives. Le prélèvement d'hémoculture et du pus est faible par rapport aux prélèvements urinaires même résultat rapportés par Sartor et al 1992 (Sartor *et al.*, 1992).

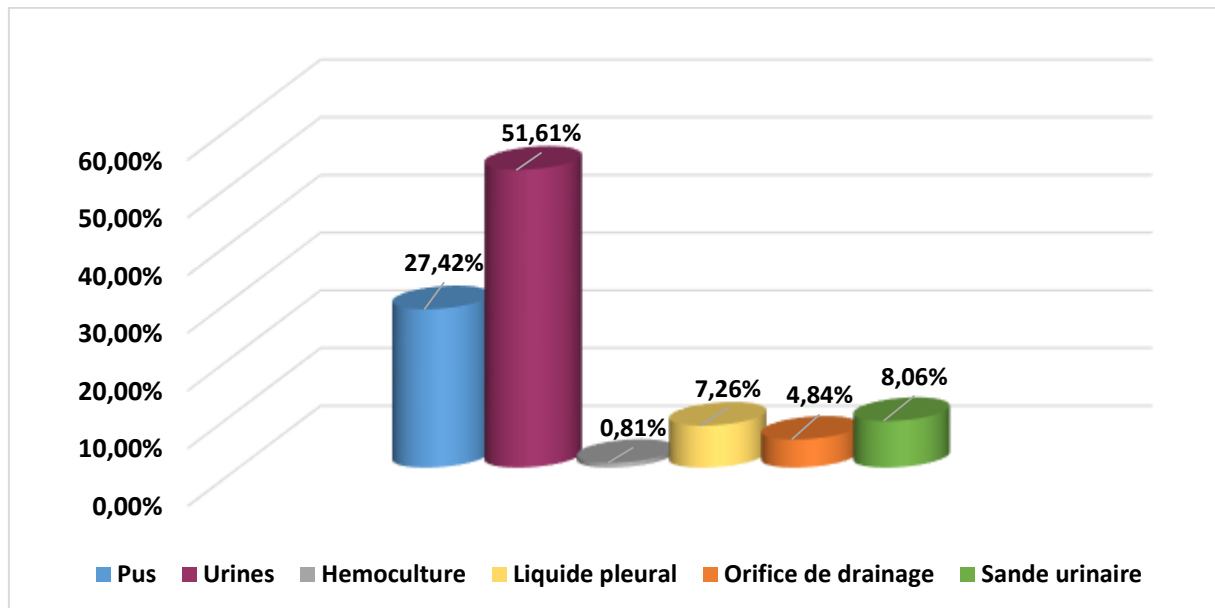


Figure24 : Répartition selon la nature des prélèvements (N=1064)

2.1.5. Répartition des données selon la bactérie la plus fréquente (N=140)

Dans notre étude, 140 bactéries responsables des infections post opératoire sont isolées. La prédominance de l'espèce *E. coli* est notée parmi les isolats avec un pourcentage de (41%) suivi par *Staphylococcus aureus* (24%), *Klebsiella pneumoniae* (17%), *Pseudomonas aeruginosa* (9%), *Enterobacter spp* (6%), *Staphylocoque à coagulase négative* (5%), *Klebsiella oxytoca* (3%) et *Citrobacter spp* (2%) (figure 25). nous avons observé que *E. coli* est l'espèce la plus fréquente(41%) dans les infections post-opératoire, ce qui est en accord avec les études de **Chiolero** et ses collaborateurs en 1996 (**Ladjal et Baghdadi, 2021**).

Cette prévalence peut être expliquée par la présence naturelle de *E. coli* dans le tube digestif et sa transmission facilitée par voie fécale (**Ladjal et Baghdadi, 2021**).

De plus, la résistance aux antibiotiques, la capacité d'invasion tissulaire et la prévalence dans les environnements hospitaliers contribuent également à sa fréquence (**Ladjal et Baghdadi, 2021**).

Cependant Arias et al en Colombie avaient observé une prédominance des bacilles à Gram négatif (60%) avec une forte proportion d'Entérobactéries dont *E. coli* (33%) est le chef de file (Arias *et al.*, 2003).

Cette différence dans la distribution des espèces bactériennes semble être liée à la variabilité des sites anatomiques et à l'écologie microbienne de l'hôpital surtout des services concernés.

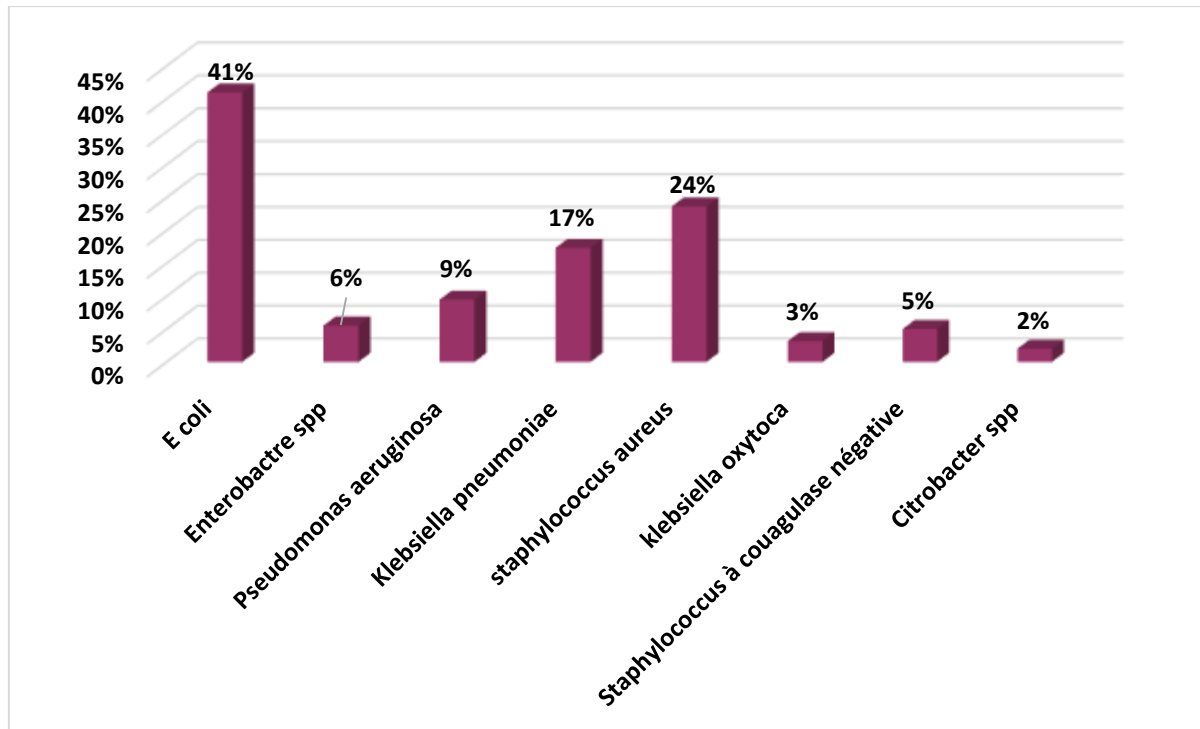


Figure25 : Répartition des données selon la bactérie la plus fréquente (N= 140)

2.1.6. Répartition des bactéries isolées selon le Gram (N=140)

Par mis les 140 bactéries isolées on a noté une prédominance des bactéries Gram négatif avec un pourcentage de 71% contre 29% des bactéries Gram positif (figure 26).

Les Gram négatif, tel que ceux identifiés dans notre étude, sont les germes les plus incriminés dans les infections post-opératoire. Cela s'explique par leur résistance aux antibiotiques, leur membrane externe protectrice, leur capacité à acquérir des gènes de résistance et leur prévalence dans les environnements hospitaliers (Metinbas *et al.*, 2004; Sax et Pittet, 2003; Malvy *et al.*, 1993; Rigux-Barry et Blech, 2003).

Les résultats de Benbella (2016) aussi rejoignent les nôtres avec une prédominance des bacilles Gram négatif (89%) cocci Gram positif (8%) ce qui est également montré dans l'étude tunisienne (Kolli *et al.*, 2014) et marocaine (Ben jaballah, 2006), qui montrent que les BGN sont responsables essentiellement des bactériémies (68,2 %) et pneumopathies (31,8%).

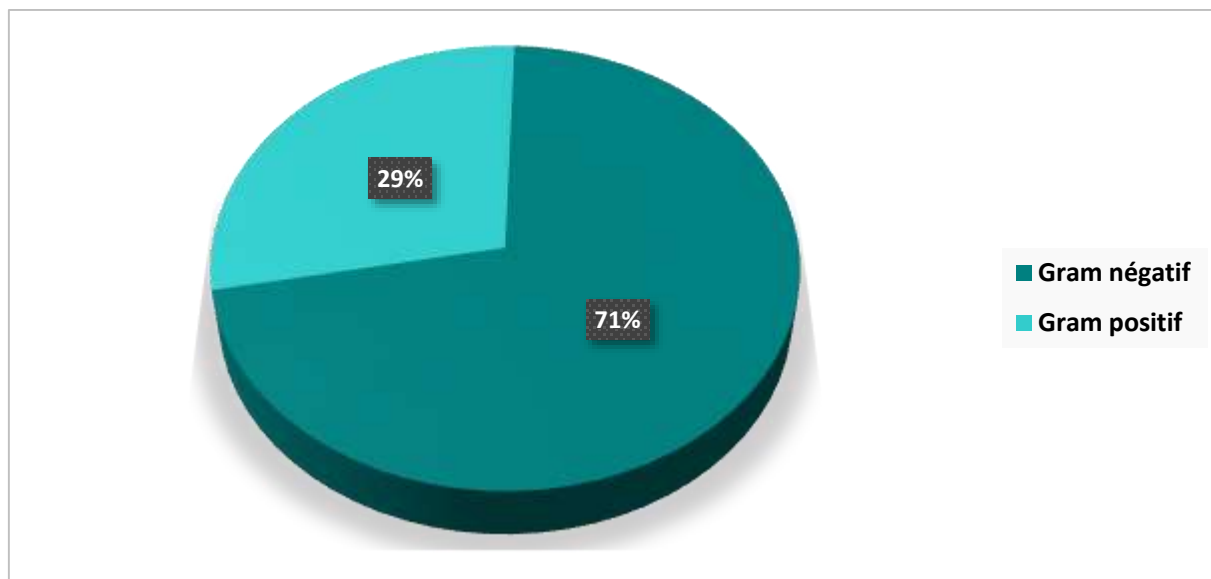


Figure26 : Répartition des bactéries isolées selon le Gram (N=140)

2.1.7. Répartition selon les services (N=1064)

L'analyse des infections post-opératoires (IPO) par service hospitalier permet d'identifier les secteurs les plus touchés et d'adapter les mesures préventives en conséquence. Voici les résultats de la répartition des infections post-opératoires selon les différents services :

Sur total de 124 patients infectés, compte les services médecine et maternité les plus touchés, avec 29.83%, 25% des patients infectés. D'autres services ont également un nombre significatif de patients infectés parmi chirurgie 19.35%, endocrinologie avec 10.48%, orthopédie 5.64%, urgence 5.26%, et pediadic 2.42%, avec nombre plus faible de patients.

Cette étude confirme que les infections post-opératoires varient selon les services hospitaliers, avec un taux particulièrement élevés en médecine. Un taux élevé d'IPO en maternité peut être attribué aux césariennes et autres interventions obstétricales, nécessitant des mesures strictes de contrôle des infections. Un taux significatif d'IPO est observé en chirurgie, probablement en raison de la complexité et de l'invasivité des procédures.

Comparée à l'étude par (Garcia *et al.*, 2021), qui a analysé **la répartition des infections post-opératoires dans un hôpital universitaire** les résultats montrent des tendances similaires, Leurs résultats étaient les suivants : Pédiatrie 3.1%, Urgence 6.0%, Médecine 28.5% Endocrinologie 12.0% Maternité 20.0%, Chirurgie 22.0%.

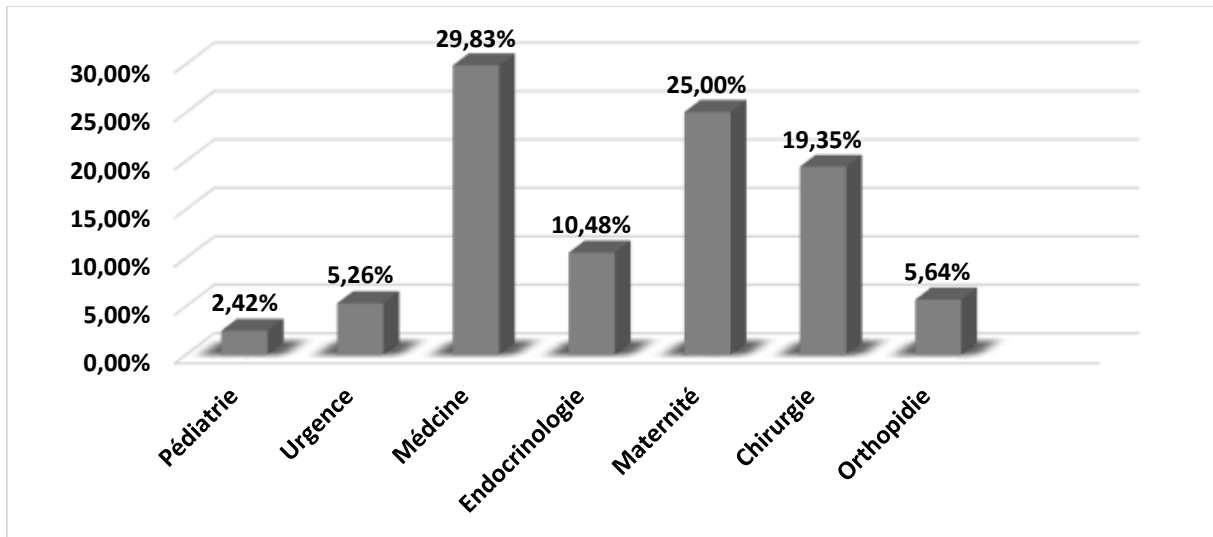


Figure27 : Répartition selon les services (N =1064)

2.1.8. Répartition des bactéries isolées dans les examens cyto bactériologie des urines et du pus

Nous avons rapporté 52% ECBU positif, où *E. coli* est le germe le plus fréquemment rencontré avec un taux de 72%, ce résultat est similaire par rapport au résultat trouvé dans une étude réalisé par Ghachie et al 1996 (Ghachie ,1996). *E. coli* est un germe endogène origine digestif qui se transmis par la vessie à l’intermédiaire de l’urètre (Bagnan Bah,2004).

Pour le pus (27 %) des résultats sont positifs avec une prédominance de *Staphylococcus aureus* (59%), Nos résultat sont supérieur au pourcentage rapporté par Elanzi en 2014 qui été de 30% (Elanzi ,2014).

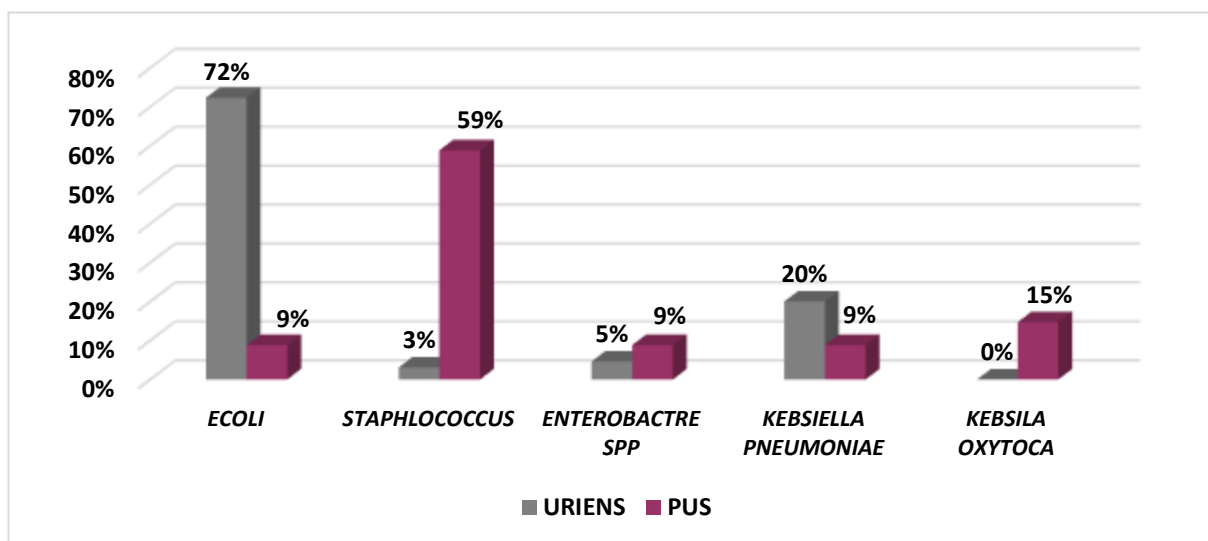


Figure 28 : Répartition des bactéries isolées dans les examens cyto bactériologique des urines et pus

3. Etude de l'écologie microbienne des surfaces hospitalières

3.1 Etude de la contamination globale des surfaces contrôlées

Notre étude a révélé que 92% des surfaces hospitalières étaient contaminées par des germes, tandis que seulement 8% des surfaces n'étaient pas contaminées. Ces résultats soulignent l'omniprésence des germes dans les environnements hospitaliers et la nécessité de mesures de contrôle et de prévention rigoureuses.

La présence de germes sur 92% des surfaces hospitalières indique un risque élevé de transmission d'infections nosocomiales. Les patients, le personnel médical et les visiteurs peuvent facilement contracter des infections par contact avec ces surfaces contaminées (**Boyce JM, 2007**). Ces infections peuvent compliquer le traitement des patients, prolonger les séjours hospitaliers et augmenter les coûts des soins de santé.

Une étude menée par (**Boyce JM, 2007**) rapporte une contamination de surfaces hospitalières similaire. Les surfaces contaminées peuvent héberger une variété de micro-organismes, notamment des bactéries résistantes aux antibiotiques.

Dans une autre étude 85% des surfaces testées étaient contaminées, soulignant une prévalence légèrement inférieure mais toujours préoccupante (**Qttar et al., 2013**).

Dans notre étude, un taux de contamination de l'ordre de 92 % est obtenu, ce résultat est comparable à celui retrouvé par d'autres auteurs (**Meunier et al., 2005**) qui ont signalé un taux de positivité de 87 % dans un hôpital à Strasbourg (**Saouide El Ayne et al., 2014**).

Par ailleurs, un autre auteur **Touijer (2014)** dans une étude au Maroc a révélé un pourcentage de contamination de 97,92 % lors d'une étude réalisée au sein de différents services hospitaliers. (**Saouide el Ayne et al., 2014**) ont rapporté un taux de positivité de l'ordre de 92,85 %. Cependant, (**Méité et al., 2010**) a noté, à Abidjan (Côte d'Ivoire), un taux de positivité plus faible que celui que nous avons trouvé, soit 46,7 %. Le niveau de contamination varie en effet qualitativement et quantitativement au cours du temps et en fonction des services et des patients.

Nos résultats soulignent la nécessité d'améliorer les pratiques d'hygiène et de désinfection dans les établissements de santé. Des protocoles de nettoyage rigoureux et l'utilisation de désinfectants efficaces sont essentiels pour réduire la contamination des surfaces (**Berrada et al., 2017**).

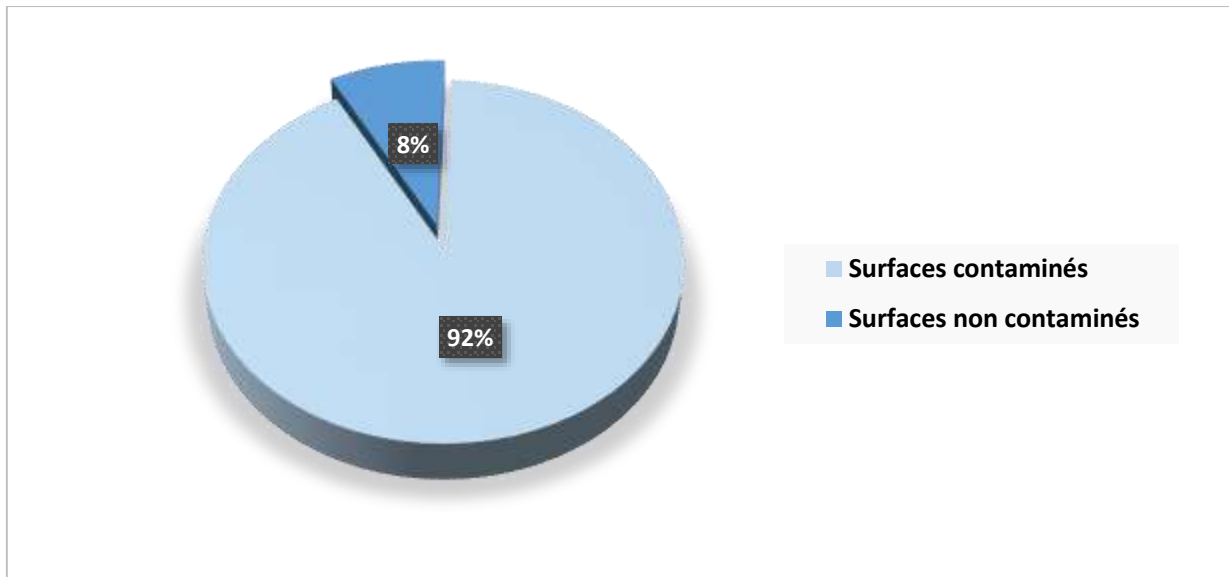


Figure 29 : Contaminations globale des surfaces contrôlées (N=65)

3.2. Isolement et identification des microorganismes

Les prélèvements à partir des surfaces des différents services (maternité, bloc opératoire, médecine interne, urgences chirurgicales, chirurgie, endocrinologie) ont été réalisés par les microbiologistes. Les prélèvements ont été effectués à l'aide d'écouvillons stériles dans des conditions d'asepsie et acheminés au laboratoire de microbiologie de l'établissement.

L'analyse des prélèvements, faites sur la base de caractères cultureux, morphologiques et biochimiques a permis d'identifier 96 isolats positifs sur les 65 prélèvements appartenant à différents microorganismes : *Staphylococcus aureus*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Entérobactér spp*, *Entérocoques spp*, *Escherichia coli*, *Klebsiella sp*, *Staphylococcus Blanc*, *Champignons*.

Tableau 07 : Analyse des prélèvements des surfaces du service de maternité

Site de prélèvement	Germe identifié
Armoire	<i>Staphylococcus aureus</i> + <i>Pseudomonas aeruginosa</i>
Porte des sanitaires	<i>Champignon</i>
Matelas	<i>Staphylococcus aureus</i> + <i>Entérobactér spp</i>
Table de la salle d'échographie	<i>Staphylococcus aureus</i>
Réfrigérateur	<i>Staphylococcus aureus</i> + <i>Escherichia coli</i>
Paillasse	<i>Klebsiella oxytoca</i>
Instruments médicaux	<i>Staphylococcus aureus</i>
Table d'accouchement	<i>Staphylococcus aureus</i>
Table de nuit	<i>Staphylococcus aureus</i> + <i>Escherichia coli</i>
Potence	<i>Staphylococcus Blanc</i>

Résultats et discussion

Table de consultation (salle d'accouchement)	<i>Staphylococcus aureus</i> + <i>Pseudomonas aeruginosa</i>
Table de matériel de la salle	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>
Linge (couette)	<i>Staphylococcus blanc</i>
Aspirateur de salle gynécologie	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>
Table d'opération	<i>Staphylococcus aureus</i> + <i>Entérobacter spp</i> + <i>Champignon</i>
Lit	<i>Staphylococcus blanc</i>
Sanitaires	<i>Staphylococcus aureus</i> + <i>Champignon</i>

D'après le tableau ci-dessus, *Staphylococcus aureus* représente la bactérie prédominante au sein du service. Une étude effectuée au CHU de Treichville en Côte d'Ivoire a révélé des résultats similaires avec une forte prévalence de *Staphylococcus aureus* et *Pseudomonas aeruginosa* sur diverses surfaces et dispositifs médicaux (Boua *et al.*,2006).

Les surfaces souvent contaminées incluent les poignées de portes, les lits, et les dispositifs médicaux comme les brassards de tensiomètre et les respirateurs. Cette étude souligne l'importance de la surveillance microbiologique continue et des protocoles de nettoyage rigoureux pour prévenir les infections nosocomiales.

La présence de ces germes sur les surfaces hospitalières représente des risques significatifs pour les patients, en particulier les nouveau-nés et les mères en service de maternité. Les infections nosocomiales peuvent entraîner des complications graves et prolonger la durée de séjour à l'hôpital. Ainsi, il est crucial de mettre en place des stratégies efficaces de désinfection et de formation continue du personnel hospitalier sur les mesures d'hygiène.

Tableau 08: Analyse des prélèvements du bloc opératoire

Site de prélèvement	Germe identifié
Salle (murs)	<i>Staphylococcus blanc</i>
Potences de la salle de gynécologie	Stérile
Chariot de matériel (salle de gynécologie)	<i>Staphylococcus blanc</i> + <i>Pseudomonas aeruginosa</i>
Porte de la salle opératoire	<i>Staphylococcus blanc</i> + <i>Staphylococcus aureus</i>

Résultats et discussion

Table de matériels	<i>Staphylococcus aureus</i> <i>Pseudomonas aeruginosa</i>
Table d'opération	<i>Staphylococcus blanc</i> + <i>Staphylococcus aureus</i> + <i>Entérobacter spp</i> + <i>Champignon</i>
Aspirateur de la salle de gynécologie	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>
Armoire	<i>Staphylococcus aureus</i> + <i>Entérobacter spp</i>
Chariot de matériels	<i>Staphylococcus blanc</i> + <i>Pseudomonas aeruginosa</i>
Passes des portes	<i>Staphylococcus blanc</i>
Lits	<i>Staphylococcus aureus</i> + <i>Champignon</i>

L'analyse de l'écologie microbienne au niveau du bloc opératoire révèle une diversité des germes présents sur les différentes surfaces du bloc opératoire et de la salle de gynécologie. D'après des études antérieures, la présence de *Staphylococcus blanc* sur les surfaces de la salle d'opération est préoccupante, car cette bactérie est souvent associée aux infections nosocomiales, surtout chez les patients immunodéprimés ou après une chirurgie (**Kramer et al., 2006**). L'absence de contamination observée sur la potence de la salle de gynécologie est encourageante, mais la contamination par *Staphylococcus blanc* et *Pseudomonas aeruginosa* sur le chariot de matériel dans cette même salle souligne la nécessité de renforcer les protocoles de nettoyage et de désinfection. La présence de *Staphylococcus blanc* et *Staphylococcus aureus* sur la porte de la salle opératoire est également inquiétante, car ces bactéries peuvent entraîner des infections postopératoires graves. De plus, la détection de *Pseudomonas aeruginosa* sur la table de matériel et sur l'aspirateur de la salle de gynécologie est préoccupante en raison de sa résistance aux antibiotiques et de sa capacité à causer des infections graves chez les patients fragiles. La présence de champignons sur la table d'opération et le lit est également un sujet de préoccupation, car les infections fongiques peuvent être difficiles à traiter et peuvent prolonger la durée de séjour à l'hôpital. Il est intéressant de noter que nos résultats montrent une diversité de germes présents sur les surfaces hospitalières, ce qui est cohérent avec la littérature existante. Par exemple, une étude menée par (**Boyce et al., 2007**) a également mis en évidence la présence de *Staphylococcus aureus* et *Pseudomonas aeruginosa* sur les surfaces du bloc opératoire, soulignant ainsi la nécessité de mettre en œuvre des mesures de contrôle des infections efficaces pour réduire le risque d'infections nosocomiales (**Boyce et al., 2007**).

Tableau 09 : Analyse des prélèvements du service d'endocrinologie

Site de prélèvement	Germe identifié
Table de nuit	<i>Staphylococcus blanc</i> + Champignon
sol	<i>Staphylococcus blanc</i> + Champignon
Salle de soins	<i>Staphylococcus blanc</i> + <i>Staphylococcus aureus</i> + <i>Klebsiella pneumoniae</i> + Champignon
Lits des malades	Champignon
Armoires	Négative
Murs	<i>Staphylococcus aureus</i> + Champignon
Lavabo	Négative
Porte sanitaires	Négative

Les résultats d'analyse des surfaces du service d'endocrinologie révèlent une prédominance des champignons. L'explication la plus plausible d'après nous est la présence d'humidité au niveau du service pour des raisons environnementales et structurales.

Une étude similaire menée par (**Kumar et al., 2017**), qui ont investigué la contamination microbienne des surfaces dans un hôpital général a montré une prévalence de *Staphylococcus aureus* et des champignons sur des surfaces fréquemment touchées, avec une présence notable de *Klebsiella pneumoniae* dans les zones de soins intensifs. Cette étude renforce les conclusions selon lesquelles les surfaces hospitalières sont des réservoirs potentiels de pathogènes responsables d'infections nosocomiales.

Tableau 10: Analyse des prélèvements du service d'urgences médecine chirurgicale (UMC)

Site de prélèvement	Germe identifié
Passe-porte salles	<i>Staphylococcus blanc</i>
Siège de toilettes	<i>Staphylococcus aureus</i> + <i>Staphylococcus Blanc</i> + <i>Pseudomonas aeruginosa</i>
Sol	<i>Staphylococcus blanc</i> + Champignon
Lavabo	<i>Staphylococcus aureus</i> + <i>Entérobacter spp</i>
lits	<i>Staphylococcus blanc</i> + <i>Pseudomonas aeruginosa</i>
Murs	Négative
Passe-porte sanitaires	<i>Staphylococcus aureus</i>

Résultats et discussion

Fenêtres	<i>Staphylococcus aureus</i> + <i>Pseudomonas aeruginosa</i>
Siege sanitaires	<i>Staphylococcus blanc</i> + <i>Pseudomonas aeruginosa</i>
Sol de chambres	<i>Staphylococcus aureus</i>
Bureau des médecins	<i>Staphylococcus aureus</i> + <i>Pseudomonas aeruginosa</i>

L'analyse du tableau révèle une présence pratiquement équitable des deux espèces *Staphylococcus aureus* et *Pseudomonas aeruginosa*. Une absence de contamination est observée au niveau des murs ce qui dénote d'une bonne désinfection.

Une étude similaire menée par (Weber *et al.*, 2010) qui ont exploré la contamination microbienne des surfaces dans les unités de soins intensifs a également identifié *Staphylococcus aureus*, *Pseudomonas aeruginosa* et *Enterobacter spp.* Comme principaux contaminants sur les surfaces fréquemment touchées, corroborant les résultats de notre étude et soulignant la nécessité de protocoles stricts de désinfection et de surveillance régulière.

Tableau 11 : Analyse des prélèvements des surfaces du service de médecine interne

Site de prélèvement	Microorganisme identifié
Les lits (MH)	Entérocoque + Champignon
Les lits (MF)	<i>Staphylococcus aureus</i>
Table de nuit (MF)	<i>Staphylococcus blanc</i>
Porte (MF)	Champignon
Table à manger (MF)	<i>Staphylococcus aureus</i> + Champignon
Le sol	<i>Staphylococcus blanc</i>
Siege de toilettes (MH)	<i>Staphylococcus blanc</i> + <i>Pseudomonas aeruginosa</i>
Table (MH)	<i>Staphylococcus blanc</i>
Table de nuit (MH)	<i>Staphylococcus blanc</i> + Champignon

L'analyse des prélèvements du service de médecine interne révèle une prédominance de la bactérie *Staphylococcus blanc* suivie des champignons. Nos résultats sont similaires à ceux de (Weber *et al.* , 2010) qui ont évalué la contamination des surfaces dans les unités de soins intensifs, trouvant des résultats comparables en termes de présence de *Staphylococcus aureus* et *Pseudomonas aeruginosa* sur les surfaces fréquemment touchées.

Tableau 12 : Analyse des prélèvements du service chirurgie

Site de prélèvement	Germe identifié
Chaise	<i>Staphylococcus blanc</i> + Champignon
Lavabo	<i>Staphylococcus blanc</i>
Table	Négative
Table de nuit	<i>Staphylococcus blanc</i> + <i>Staphylococcus aureus</i>
Passe-porte	<i>Staphylococcus blanc</i>
Aspirateur	<i>Staphylococcus aureus</i> + <i>Entérobacter spp</i>
Table d'opération	<i>Staphylococcus aureus</i>
Chariot de gants	<i>Staphylococcus aureus</i> + Champignon
Table de matériel	<i>Staphylococcus aureus</i>

Le tableau ci-dessus révèle la dominance des *Staphylocoques* au sein du service. Une étude réalisée par **Dancer (2008)** a également mis en évidence la contamination des surfaces hospitalières par *Staphylococcus aureus* et d'autres pathogènes, soulignant l'importance d'un nettoyage rigoureux pour réduire les infections nosocomiales. Les résultats de cette étude corroborent nos résultats, indiquant la nécessité de mesures de désinfection strictes et de surveillance continue. Par ailleurs, une étude réalisée par (**Weber et al.,2010**) a également révélé la contamination des surfaces hospitalières par *Staphylococcus aureus* et d'autres pathogènes.

3.3. Analyse globale des prélèvements de l'ensemble des services de l'étude

D'après cette étude, 96 souches ont été retrouvés au niveau des surfaces de l'environnement hospitalier durant les trois dernières années et les quatre de stage. La répartition des souches isolées des surfaces a montré une variation qualitative des souches *Staphylococcus aureus*, *Pseudomonas aeruginosa* , *Entérobactér spp*, *Entérocoques spp*, *Escherichia coli*, *Klebsiella oxytoca*, *Staphylococcus blanc*, *Champignon*.

La présence de *Staphylococcus blanc* et *Staphylococcus aureus* détecté sur plusieurs surfaces critiques lavabo, passe-port sanitaires, fenêtre, sol de chambre, bureau de médecin sur la porte de la salle opératoire et sur le lit et le siège sanitaires est particulièrement inquiétante, car ces bactéries peuvent entraîner des infections postopératoires graves. De plus, la détection de *Pseudomonas aeruginosa* sur la table de matériel et sur l'aspirateur de la salle de gynécologie est préoccupante en raison de sa résistance aux antibiotiques et de sa capacité à causer des infections graves chez les patients fragiles. La présence de champignons sur la table d'opération et le lit sur la table de nuit, est également un sujet de préoccupation, car les infections fongiques peuvent être difficiles à traiter et peuvent prolonger la durée de séjour à l'hôpital. La présence

de *Klebsiella sp* sur des surfaces de soins est également inquiétante car ce pathogène opportuniste est responsable de pneumonies sévères et d'autres infections graves, particulièrement dans un cadre hospitalier.

Une étude similaire réalisée par (**Kumar et al.,2017**), qui ont investigué la contamination microbienne des surfaces dans un hôpital général montre également une prévalence de *Staphylococcus aureus* et des champignons sur des surfaces fréquemment touchées, avec une présence notable de *Klebsiella spp* dans les zones de soins intensifs. Cette étude renforce les conclusions selon lesquelles les surfaces hospitalières sont des réservoirs potentiels de pathogènes responsables d'infections nosocomiales. La flore retrouvée sur les surfaces dépend en effet de plusieurs facteurs dont l'activité humaine, qui entraîne un apport de micro-organismes par les patients eux-mêmes et par le personnel soignant, l'inefficacité du bio nettoyage ou la qualité de l'air, ainsi que ceux liés aux caractéristiques des micro-organismes (durée de vie sur les supports inertes, adhérence a la surface, capacité à produire un biofilm, aptitude à résister aux conditions favorables). Les taux de contamination élevés et la présence abondante de bactéries d'origine humaine et environnementale au niveau des surfaces pourraient être liés, d'une part, au manque de respect des précautions standards, à la déficience des mesures d'hygiène et à l'application inappropriée de procédures de nettoyage et d'autre part, à l'inefficacitédes désinfectants. (**Méité et al.,2010**) ont constaté que les sites les plus contaminés étaient ceux utilisés par le personnel ou les visiteurs. Dans une étude menée au sein de 35 salles opératoires, (**Munoz et al.,2012**), ont noté que les objets qui tombent au sol sont fréquemment remis sur les tables sans être préalablement désinfectés, que les tubulures sont souvent en contact avec le sol, le personnel et les patients, ce qui pourrait favoriser la transmission potentielle des micro-organismes (**Berrada et al.,2017**). Ces surfaces à contact fréquent, situées dans les environs immédiats des malades, peuvent servir de réservoirs microbiens et permettre aux agents infectieux de contaminer les patients, directement ou indirectement, que ce soit par l'intermédiaire de dispositifs médicaux ou lors d'échanges tactiles avec les patients et le personnel. Une étude menée par (**Huslage et al.,2010**) a mesuré la fréquence des contacts du personnel de santé avec différentes surfaces des chambres et a démontré que celles situées dans les environs immédiats des patients présentaient le plus grand nombre de points de contact (**Berrada et al.,2017**).

Tableau 13 : nombre et pourcentage des différents germes isolés en fonction des services

Service \ Germe	<i>Staphylococcus aureus</i>		<i>staphylocoque à coagulase négative</i>		<i>Pseudomons aeruginosa</i>		<i>E. coli</i>		<i>Enterobacter spp</i>		<i>Enterocoque spp</i>		<i>Klebsiella oxytoca</i>		Champignons		Total	
	Nbr	%	Nbr	%	Nbr	%	Nbr	%	Nbr	%	Nbr	%	Nbr	%	Nbr	%	Nbr	%
Maternité	10	41,66	2	8,33	4	16,66	2	8,33	2	8,33	0	0	1	4,16	3	12,50	24	100
Endocrinologie	2	18,18	3	27,27	0	0	0	0	0	0	0	0	1	9,09	5	45,45	11	100
UMC	6	33,33	5	27,77	5	27,77	0	0	1	5,55	0	0	0	0	1	5,55	18	100
MH & MF	2	15,38	5	38,46	1	7,69	0	0	0	0	1	7,69	0	0	4	30,76	13	100
Chirurgie	4	33,33	4	33,33	0	0	0	0	1	8,33	0	0	0	0	3	25,00	12	100
Bloc opératoire	4	22,22	6	33,33	4	22,22	0	0	2	11,1	0	0	0	0	2	11,11	18	100

3.4. Analyse comparative des différents services

Dans notre étude, *Staphylococcus aureus* était omniprésente dans tous les services, avec une prédominance en maternité (41%), ainsi que *Staphylocoques coagulases négative* et les champignons dans la chirurgie, la médecine interne, bloc opératoire et maternité.

Pseudomonas aeruginosa était isolée dans tous les services sauf en médecine et en endocrinologie. Les bactéries : *Escherichia coli*, *Entérobactér sp* sont les plus fréquentes dans les infections nosocomiales est beaucoup moins résistantes à la dessiccation (**Jawad ,1996**), (**Wendt, 1998**).

Dans notre cas *Entérobactér sp* était isolée dans quelques services comme les urgences (5,55%), bloc opératoire (11,11%) par contre *E.coli* était isolée seulement en maternité avec une proportion de 8,33%. Des survies particulièrement longues, atteignant plus de 6 mois sont décrites, en particulier avec certains souches épidémiques de *Staphylococcus aureus* résistant à la méticilline (**Wagenvoort , 2000**) dans des conditions d'humidité et en présence de matière organique.

Une étude sur le contrôle de l'état général d'hygiène au niveau des services des urgences de l'hôpital de Med Boudiaf de OUARGLA en 2004, a rapporté qu'au niveau des surfaces de l'environnement hospitalier *S.aureus* présente la majeure partie des germes isolés avec un pourcentage de 83,33%, *S.épidermidis*, *Proteus*, *E.coli* avec un pourcentage de 66,66% et *Pseudomonas* occupe la troisième place avec 50 % (**Bouaziz et Ramdane,2004**).

Par comparaison avec cette étude on a noté une large différence concernant la position et le pourcentage des germes au niveau de l'environnement et cela revient probablement aux conditions des sites de travail. La contamination des surfaces dépend, outre de la qualité du bio nettoyage, de nombreux facteurs liés au microorganisme : sa durée de vie sur un support inerte (qui varie en fonction de la matière, de la température, de la dessiccation), de son adhérence à la surface, de sa capacité à produire un biofilm et de sa capacité à résister aux conditions défavorables (sporulation).

3.4.1. Répartition globale des germes par service

La répartition globale des germes par service a montré leur prédominance dans la maternité (25%), les urgences et le bloc opératoire (19%). Pour les autres services, la médecine interne (14%) , la chirurgie (12%) et l'endocrinologie (11%).

Les résultats montrent que les germes sont présents sur les surfaces de tous les services hospitaliers étudiés, avec une répartition variable. La maternité affiche le pourcentage le plus élevé de contamination (25%), ce qui pourrait être dû à la forte densité de patients et au contact constant avec les nouveau-nés et les mères, nécessitant une attention particulière au protocole

d'hygiène. L'endocrinologie présente le taux le plus bas (11%), possiblement en raison de la nature des soins prodigués qui peut inclure moins de procédures invasives par rapport aux autres services. Les taux de contamination similaires observés dans l'UMC (19%) et le bloc opératoire (19%) soulignent la nécessité de procédures de désinfection rigoureuses dans ces zones où se déroulent des interventions chirurgicales critiques. Les services de médecine homme et femme (14%) et de chirurgie (12%) montrent des taux de contamination modérés, indiquant que bien que des mesures de contrôle des infections soient en place, il existe encore un potentiel d'amélioration pour réduire d'avantage les risques de transmission.

En comparons nos résultats avec une étude similaire menée par (Smith *et al.*, 2020), qui a analysé la répartition des germes dans un hôpital général. Les résultats de leur étude étaient les suivants : maternité (20%), médecine (15%), chirurgie (15%), bloc opératoire (18%).

Comparée à l'étude de (Smith *et al.*, 2022) qui a évalué la répartition des germes dans un hôpital universitaire, les résultats montrent des tendances similaires avec la maternité (20%), la médecine interne(18%), la chirurgie (10%), le bloc opératoire (15%).

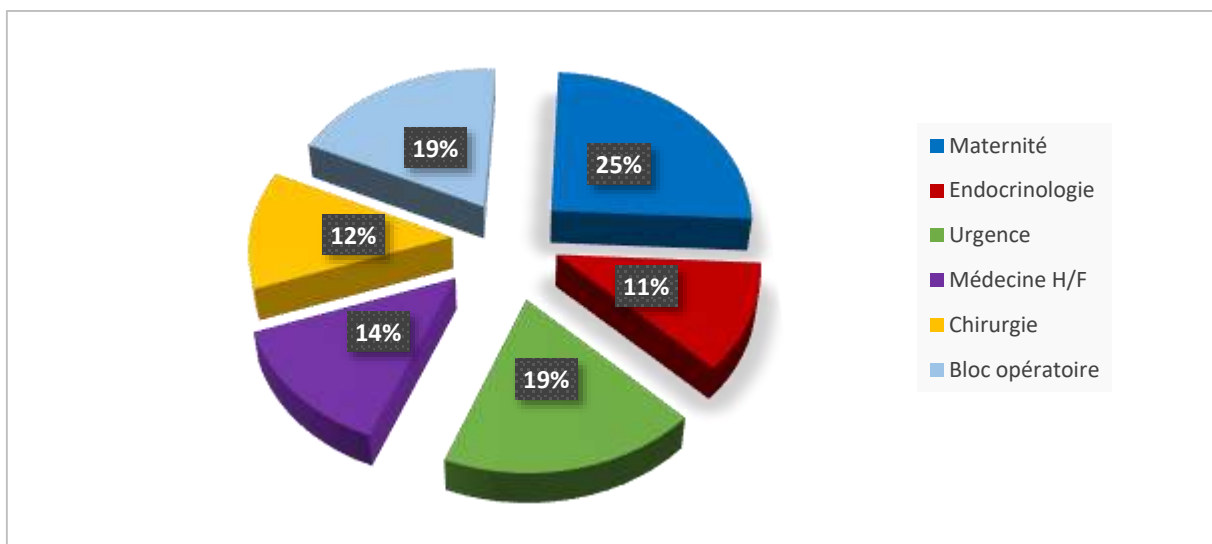


Figure 30 : Répartition globale des germes par services (N= 96)

3.4.2. Répartition des souches isolées dans les différents prélèvements de surfaces

La distribution globale des germes isolés des surfaces a permis de noter une prédominance des bactéries par rapport aux moisissures, avec des pourcentages respectifs de 94,64 % et 18,75 % (figure 31). Par contre les études de surveillance menées aussi bien par **Saouide el Ayne quepar Méité** n'ont signalé qu'une contamination bactérienne. La distribution globale des souches bactériennes a montré que le genre *Staphylococcus aureus* était le plus fréquemment retrouvé (39,16 %). Les *Staphylocoques blanc* ont été remarqués à une fréquence de (26,04 %). *Pseudomonas aeruginosa* ont été notés à une fréquence de (14,58%), *Enterobacter sp* avec une fréquence

De (6.25%), alors que *E.coli*, *klebsiella oxytoca* et *Enterocoque spp* fermentaires avaient une fréquence relativement faible. La prédominance de *S. aureus* pourrait s’expliquer par le fait que cette dernière est une bactérie colonisatrice de la peau.

Ces résultats sont confirmés par l’étude de (**Taghi Akhi et al., 2015**) en Iran, qui indique que la bactérie la plus fréquente est les *Staphylocoque* avec un pourcentage de 23% suivi par la famille des *Enterobacteriaceae* (24%).

Selon l’étude réalisée par (**Saseedharan et al., 2018**) en Inde, la bactérie la plus fréquemment isolée était *S.aureus*.

Contrairement à nos résultats, l’étude réalisée par (**Al Benwan et al., 2012**) montre que les organismes prédominants isolés étaient les membres de la famille des *Enterobacteriaceae* à (28,5%), *Pseudomonas aeruginosa*, suivi par *S.aureus* à (11,8%).

Selon (**levy et al., 2013**), les *Staphylocoques* comme *Staphylococcus aureus* est l’agent pathogène le plus fréquemment rencontré dans les infections en milieu hospitalier et montre que ce germe peut adhérer à des polymères par interaction intermédiaire avec des molécules de l’hôte (**Maira-Litran et al., 2002**). Mais la fréquence relative de ce genre ne concorde pas avec les résultats trouvés par d’autres auteurs. **Touijer** a signalé par exemple la prédominance de *Bacillus sp* par rapport aux autres bactéries (*Staphylococcus aureus*, *E.coli*).

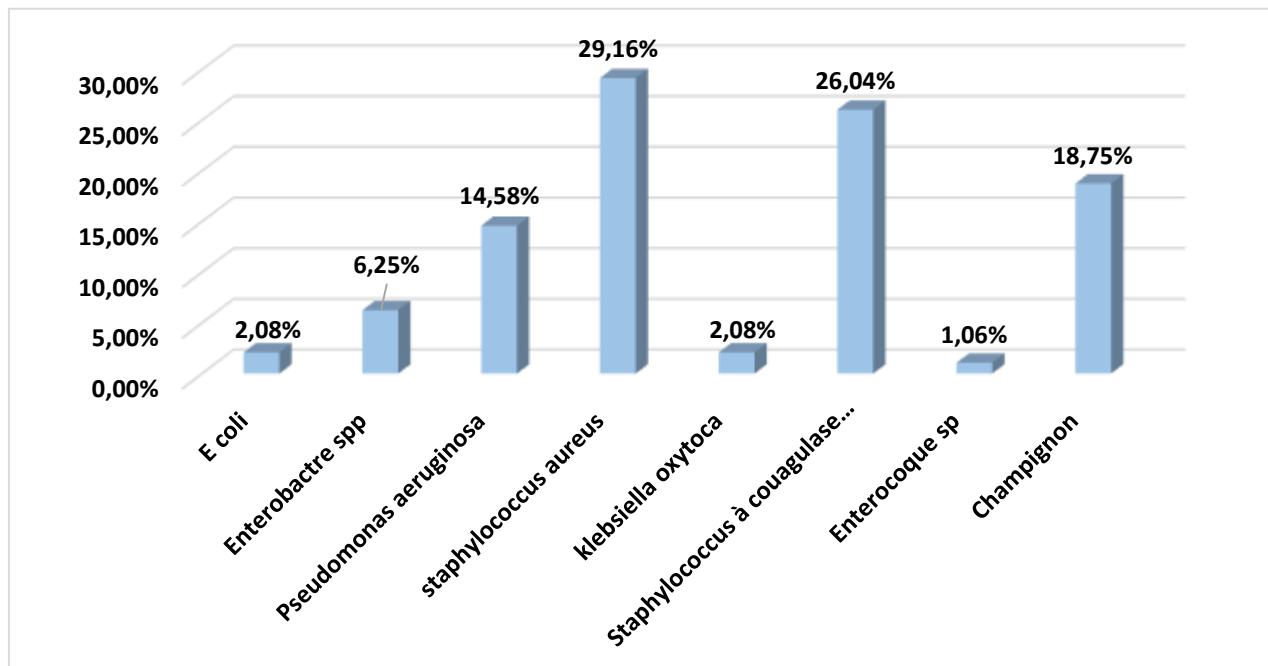


Figure 31: Répartition des souches isolées dans les différents prélèvements de surfaces (N=96)

3.4.3. Répartition des bactéries isolées selon le Gram

Parmi les 96 bactéries isolées on a noté que les bactéries Gram positif enregistrent un grand pourcentage dans l'environnement hospitalier de (69%) et le pourcentage des bactéries Gram négatif sont (31%) (figure 32). Cependant, l'étude de (Sharma *et al.*, 2006), en Inde indique que les bactéries Gram positif occupent le plus grand pourcentage (38,4%) (Karakattu *et al.*, 2014) ont noté également que les bactéries à Gram positif occupent la première place.

La répartition des germes retrouvés a montré une forte proportion des bactéries à Gram positif (85,81 %) par rapport à celles à Gram négatif (14,19 %), ce qui est en accord avec des études antérieures, mais diffère du profil bactériologique signalé à Abidjan par Méité, et au Mexique par Garcia-Cruz. (Schmitt *et al.*, 2009) qui notent que l'environnement hospitalier constitue un réservoir pour les bactéries à Gram positif, très largement dispersées par l'activité humaine. Ces bactéries sont plus résistantes à la dessiccation que celles à Gram négatif, surtout si les surfaces ne subissent qu'un bio nettoyage quotidien sans effet désinfectant du produit. L'implication directe de l'environnement hospitalier dans la survenue de ces infections est discutée et reste difficile évaluer. Certains considèrent que son rôle est négligeable, d'autres pensent au contraire qu'il sert de relais dans les transmissions croisées, notamment pour les bactéries à Gram positif (Berrada *et al.*,2017).

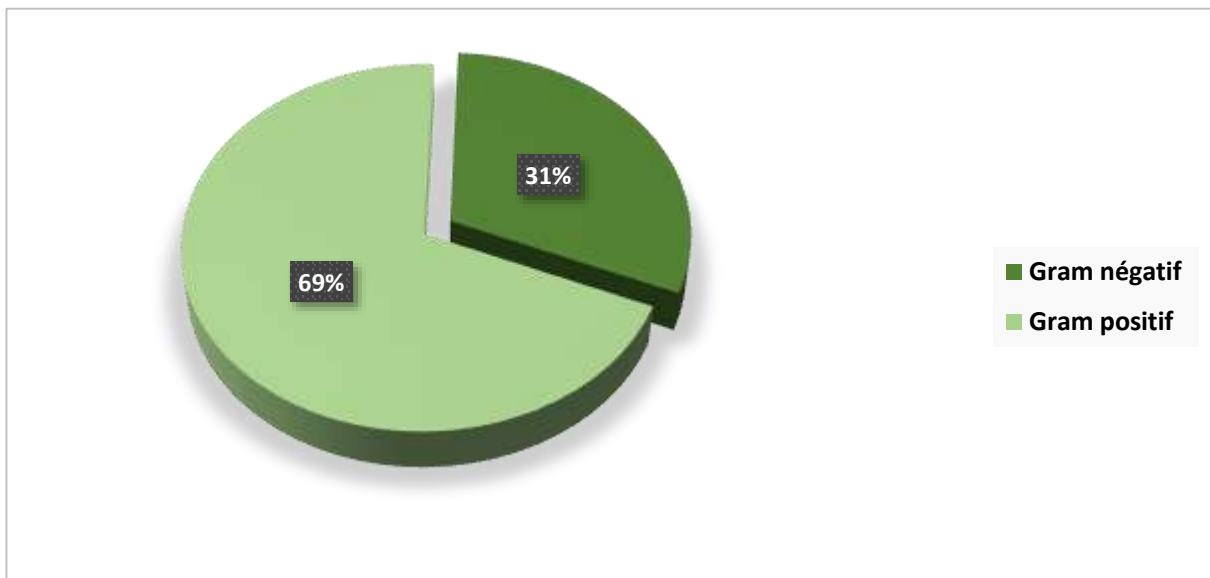


Figure32 : Répartition des bactéries isolées selon le Gram (N=78)

3.4.4. Répartition des bactéries isolées selon le Gram négatif :

La bactérie la plus fréquemment isolée des bactéries Gram négatif est qui *Pseudomonas aeruginosa* représente 59% des souches isolées à partir de l'environnement suivie des *E.coli*

(46%) et enfin les *Enterobacter spp* et *klebsiella oxytoca* (8%) (Figure 33). On peut expliquer le taux élevé de *Pseudomonas aeruginosa* dans les cultures par un manque d'hygiène et la contamination du milieu hospitalier par ce germe opportuniste. Selon (Brahimi,2017) la présence de *Pseudomonas aeruginosa* avec (28,6%) des BGN, constitue une preuve de contamination par l'environnement. Ceci peut être expliqué par la non application des mesures de désinfection et de stérilisation du matériel médical et tout ce qui environne le patient, notamment dans le bloc opératoire.

L'étude de (Roula *et al.*, 2018) est similaire avec notre étude ou pseudomonas est le germe le plus répandu dans l'environnement hospitalier. Une autre étude de (Farzaneh *et al.*, 2016) a rapporté que l'espèce majoritaire des bactéries présentes dans l'environnement hospitalier est *Acinetobacter*. Cette différence de résultat due à l'hygiène personnelle, la localisation géographique et aussi à divers sites d'échantillonnage, indique que les surfaces de l'hôpital constituaient des sources potentiellement exogènes d'infection nosocomiale.

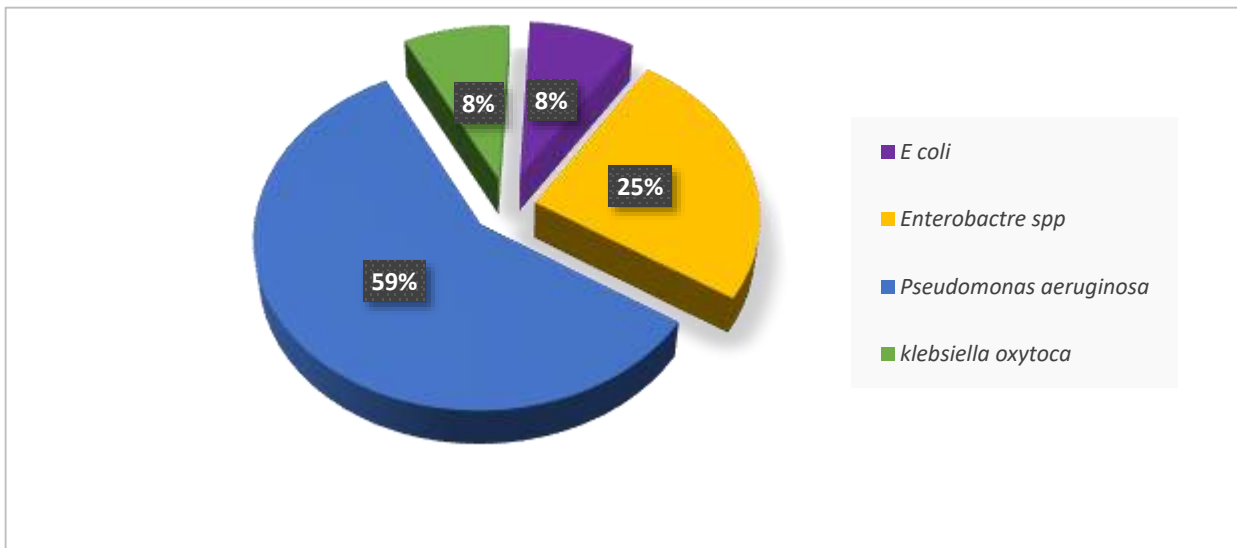


Figure 33 : Répartition des bactéries isolées selon le Gram négatif (N=24)

3.4.5. Répartition des bactéries isolées selon le Gram positif

La bactérie la plus fréquemment isolée des bactéries Gram positif est *Staphylocoque aureus* qui représente (52%) des souches isolées à partir de l'environnement suivie des *Staphylocoque a coagulas* négative (46%) et enfin les *Entérocoques* (2%). (Figure 34). La dominance des *Staphylocoques* dans nos résultats concorde avec une étude, réalisée par (Lemmen *et al.*,2004), sur la répartition des bactéries Gram négatif multi résistantes par rapport à des bactéries Gram positif dans l'environnement inanimé de l'hôpital. En effet, ces derniers ont montré que le degré de contamination de l'environnement par les bactéries Gram positif était beaucoup plus étendu

que pour les bactéries Gram négatif. La mise en évidence d'un pourcentage élevé des bactéries issues de la flore cutanée humaine telles que les *Staphylocoques a coagulas négatif* et les *Staphylococcus aureus* reflète une activité humaine intense dans les locaux des services étudiés. D'où l'intérêt d'améliorer les conditions hygiéniques du travail. Cette prédominance pourrait s'expliquer aussi par la capacité de ce germe à adhérer aux surfaces. Agent commensal des mains, très résistant dans le milieu extérieur, sa survie à l'extérieur de l'hôte est de 7 jours (surfaces sèches) a plusieurs mois (milieu humide) et est sensible a de nombreux désinfectants (Otto, 2008).

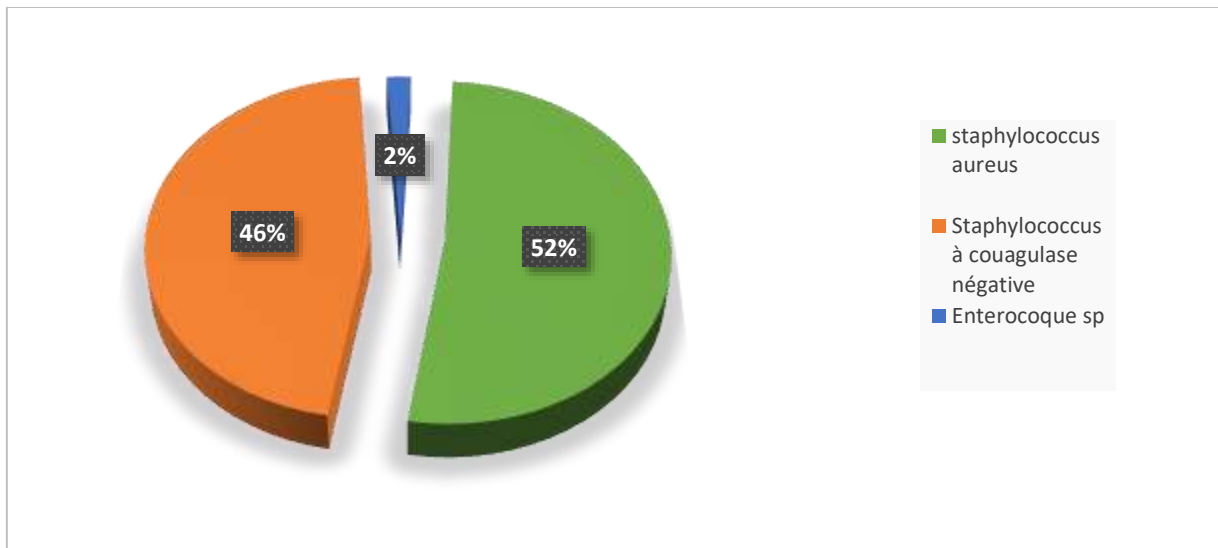


Figure 34 : Répartition des bactéries isolées selon le Gram positif (N=54)

3.4.6. La répartition des micro-organismes dans les deux endroits étudiés

Tableau 14 : Prévalence des micro-organismes les plus fréquents dans les deux sites de prélèvement

Micro Organisme / Habitat bactérienne	<i>Staphylocoques</i>	<i>Champignons</i>	<i>Entérocoques</i>	<i>BGN Fermentaire (Klebsiella ; Citrobacter, E. coli ,</i>	<i>BGN Non Fermentaire (Pseudomonas)</i>
Environnement Hospitalier	55,20 %	18,75%	1,06 %	10,41 %	14,58 %

Patient présentant une infection post- opératoire	29 %	0 %	0 %	62 %	9 %
--	-------------	------------	------------	-------------	------------

Cette étude vise à comparer la répartition des micro-organismes présents dans l'environnement hospitalier et ceux retrouvés chez les patients présentant des infections postopératoires.

Notre étude confirme qu'il n'y a pas de similarités de pourcentage de germes entre les deux habitats.

Les *Staphylocoques*, principalement *Staphylococcus aureus* et *Staphylococcus blanc*, sont les pathogènes les plus fréquemment retrouvés dans l'environnement hospitalier. Leur forte présence dans l'environnement (55,20%) et leur proportion plus faible chez les patients infectés (29%) suggèrent que, bien que courants, les *Staphylocoques* ne sont pas les principaux agents des infections postopératoires dans cette étude. Cela pourrait être dû à des mesures efficaces de contrôle des infections ciblant spécifiquement les *Staphylocoques*. Bien que ces bactéries soient présentes dans l'environnement, d'autres facteurs peuvent influencer leur transmission et une infection. Une étude similaire menée par (Weinstein *et al.*,2003), corroborant nos résultats, la prévalence de *Staphylocoques* dans l'environnement hospitalier et leur rôle moindre dans les infections postopératoires a également été observée. Les champignons représentent une part notable des micro-organismes environnementaux (18,75%) mais aucun patient présentant une infection postopératoire n'a été infecté par des champignons. Cela pourrait indiquer une moindre pathogénicité des champignons présents ou une efficacité des mesures préventives contre les infections fongiques postopératoires par rapport aux infections bactériennes. Une étude similaire menée par (Weinstein *et al.*,2003), a exploré la distribution des agents pathogènes dans les infections nosocomiales et a trouvé des résultats comparables.

Les bactéries Gram-négatives (BGN) fermentaires, telles que *Klebsiella sp*, *Citrobacter spp*, *E. Coli* et *Enterobacter spp*, sont beaucoup plus fréquentes chez les patients infectés (62%) que dans l'environnement hospitalier (10,41%). Cette différence significative suggère que ces bactéries sont des agents pathogènes majeurs des infections postopératoires. Une étude similaire réalisée par (Weber *et al.*,2010) confirme ceci. Les résultats de cette étude corroborent nos données, montrant une forte prévalence des BGN fermentaires dans les infections postopératoires malgré leur présence relativement faible dans l'environnement hospitalier. Les BGN non fermentaires, principalement *Pseudomonas aeruginosa*, représentent 14,58% des micro-organismes environnementaux et 9% des agents infectieux chez les patients.

Bien que moins fréquents chez les patients, leur présence significative dans l'environnement hospitalier souligne leur potentiel pathogène, leur résistance aux antibiotiques, leur capacité à survivre dans des environnements inhospitaliers. La faible présence des *Entérocoques* dans l'environnement hospitalier (1,06%) et leur absence chez les patients présentant une infection postopératoire suggèrent qu'ils ne constituent pas un facteur majeur de risque d'infection dans ce contexte spécifique ou une moindre contamination environnementale.

L'analyse des résultats de la répartition des micro-organismes met en évidence l'importance de l'environnement hospitalier dans la transmission des infections postopératoires. Bien que certains micro-organismes comme les BGN fermentaires soient moins fréquents dans l'environnement hospitalier, leur capacité à causer des infections sévères chez les patients postopératoires souligne la nécessité de mesures strictes de contrôle des infections. La présence significative de *Staphylocoques* dans l'environnement hospitalier souligne la nécessité de continuer les efforts de désinfection pour prévenir leur transmission.

Conclusion

Conclusion

Les infections nosocomiales restent un fléau omniprésent dans les établissements de santé, faisant peser une menace constante sur la santé et le bien-être des patients. Souvent insidieuses et difficiles à traiter, ces infections peuvent avoir des conséquences entraînant une hospitalisation prolongée et des complications graves voire mortelles.

Dans le cadre de ce projet de recherche, un stage de 4 mois a été effectué au sein de l'hôpital Kais de la Wilaya de khenchela au niveau de différents services : service de médecine interne, service de chirurgie, service de pédiatrie, service d'endocrinologie, service de maternité, service d'orthopédie et les urgences. L'étude a concerné les infections post opératoires au niveau du laboratoire de microbiologie avec des prélèvements et une identification phénotypique des bactéries impliquées dans ces infections. Par ailleurs, une investigation de l'environnement hospitalier par le biais d'une cellule de lutte contre les infections nosocomiales dans le but de connaître la place réelle de l'environnement dans la survenue des infections nosocomiales.

D'après cette étude, la prévalence des infections post-opératoires est de (11,65%). Ce pourcentage est assez encourageant et dénote d'une bonne application des mesures d'hygiène par le personnel de l'établissement.

L'isolement des souches a permis de mettre en évidence la prédominance des bactéries à Gram négatif (71%). Parmi les espèces les plus fréquemment isolées : *E.coli* avec un pourcentage (41%), *Staphylococcus aureus* a (24%), suivi par *Klebsiella pneumoniae* (17%).

A l'issue des résultats de la résistance aux antibiotiques des souches isolées, il ressort que : les *E.coli* présentent un taux de résistance élevé vis-à-vis de l'ofloxacine , l'amoxicilline +acide clavulanique, le ciprofloxacine , et *Staphylococcus aureus* résistant à l'ofloxacine .

Parmi les infections retrouvées, les infections urinaires sont les plus fréquentes, représentant (51,61 %). Les services de médecine interne et de maternité sont les plus touchés, avec (29,83%) et (25%) respectivement. Ceci est expliqué par la nature des actes pratiqués qui sont propices au développement microbien.

L'exploration microbiologique des surfaces de l'établissement a révélé que 92% des surfaces hospitalières étaient contaminées. Le service de maternité affiche le pourcentage le plus élevé de contamination (25%).

L'isolement des souches a permis de mettre en évidence la prédominance des bactéries à Gram positif (69%). Les microorganismes les plus retrouvés sont : *Staphylococcus aureus*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Entérobactér spp*, *Entérocoques spp*, *Escherichia coli*, *Klebsiella sp*, *Staphylococcus Blanc*, *Champignons*.

Par ailleurs, la distribution des souches bactériennes des surfaces a montré que le genre *Staphylococcus aureus* était le plus fréquemment retrouvé (39,16 %).

A l'issue des résultats d'analyses microbiologiques sur les infections post-opératoires et de l'exploration microbiologique des surfaces de l'établissement, il ressort clairement qu'il n'existe pas de relation directe entre les microorganismes impliqués dans les infections associées aux soins et les contaminants de l'environnement. Ceci témoigne d'après nous d'une bonne prise en charge des patients et surtout d'une bonne application des mesures d'hygiène. La présence d'une cellule de lutte contre les infections nosocomiales est très bénéfique pour l'établissement et ceci se reflète parfaitement avec les résultats obtenus.

L'hygiène hospitalière et la prévention sont les seuls moyens efficaces pour réduire le risque d'infections nosocomiales. Cela repose principalement sur : la rédaction de protocoles de soins, leur affichage dans les services, et leur application stricte par tous les soignants. La formation préalable du personnel, incluant des modules d'hygiène hospitalière dans les cursus de formation des médecins et des praticiens paramédicaux, ainsi que l'application des directives en vigueur. Aussi, la réduction de l'utilisation des antibiotiques, afin de limiter l'émergence de souches multirésistantes.

Au terme de cette étude nous tenons à encourager la surveillance microbiologique de l'environnement hospitalier car elle représente un axe important de lutte contre ces infections. Une cellule de lutte contre les infections nosocomiales devrait être présente dans tout établissement de soins. Nous proposons comme perspective d'étudier d'autres sources impliquées dans la survenue d'infections post opératoires

Références

Bibliographiques

1. **Abdoulaye, A., Harouna, A., ML., Amadou, O., Adakal, O., Lawanou, H. M., Boubou, L., Mamadou, S.** (2018). Aspects épidémiologiques et bactériologiques des infections du site opératoire (ISO) dans les services de chirurgie à l'Hôpital National de Niamey (HNN). Pan African Medical Journal, 5 p.
2. **Afssaps.** (2008). Recommandations sur l'utilisation des antibiotiques dans le traitement des infections urinaires. Agence Française de Sécurité Sanitaire des Produits de Santé.
3. **Ahriz, M., Sid, B.** (2014). Les infections post-opératoires chez les femmes césarisées au niveau du service de gynécologie obstétrique, chu de constantine. Mémoire de master en microbiologie, Université de Constantine1, 22-25-27 p.
4. **Alfandari, L.** (1997). Infections nosocomiales. Épidémiologie, critères du diagnostic, prévention et principe du traitement. Impact Internal: Maladies Infectieuses.
5. **Alain, R.** (2004). Hygiène et soins infirmiers. 205 p.
6. **Al Benwan, K., et al.** (2012). Prévalence des bactéries nosocomiales dans un hôpital régional au Koweït. Journal of Kuwaiti Nosocomial Infections, 56-62 p.
7. **Amadou, B.** (2008). Infection du site opératoire chez le diabétique opéré d'adénome de prostate au service d'urologie du chu gebriel touré. Thèse de doctorat en médecine, Université de Bamako, 96 p.
8. **Arias, C., Quintero, G., Vanegas, B., Rico, C., Patifio, J.** (2003). Surveillance of surgical site infections: Decade of experience at a Colombian tertiary care center. World Journal of Surgery, 529-533 p.
9. **Avril, J. L., Dabernat, H., Denis, F., Monteil, H.** (2000). Bactériologie clinique (3ème éd.).
10. **Bagnan Bah, A.** (2004). Transmission d'E. coli par la vessie à l'intermédiaire de l'urètre. Revue des Sciences Médicales, 78-85 p.
11. **Benbella, I.** (2016). Les infections urinaires nosocomiales au CHU Hassan II de Fès : profil bactériologique et antibiorésistance. Thèse en biologie médicale, Université Sidi Mohammed Ben Abdellah, Faculté de Médecine et de Pharmacie Fès, Maroc.
12. **Ben Jaballah, N., Bouziri, A., Kchaou, W., Hamdi, A., Mnif, K., Belhadj, S., Khaldi, A., Kazdaghi, K.** (2006). Épidémiologie des infections bactériennes nosocomiales dans une

Références bibliographiques

unité de réanimation néonatale et pédiatrique tunisienne. Médecine et Maladies Infectieuses, 379-38 p.

13. Berrada, S., Houssaini Sqalli, T., Oumokhtar, B., Bennani, L., El Ouali Lalami, A., Hanin, M. (2017). Évaluation de la conception et des pratiques standards d'un centre d'hémodialyse au Maroc. Revue Francophone Internationale de Recherche Infirmière, 225-232 p.

14. Berthé, B., Traoré, S. O., Konaté, I., Sogoba, D., Tall, S., Samaké, A., Oulalé, O., Goita, D., Doumbia, S., Koné, O., Tégueté, I., Traoré, Y., Traoré, M., Dao, S. (2019). Étude comparative des infections du site opératoire : césarienne systématique versus. Rev Mali Infect Microbiol, N° 14, 27-29 p.

15. Bertou, A., Chapuis, C., Hajjar, J. (2000). Relations entre contamination et environnement hospitalier. In Vigilance environnement : contrôles microbiologiques de l'environnement hospitalier. Hygiènes.

16. Berthelemy, S. (2014). Facteurs hormonaux et infections urinaires chez les femmes. Revue de Gynécologie, 345-350 p.

17. Bestandji, I., Madaci, H. (2016). Diagnostic des infections à *Streptococcus sp.* Mémoire en master 2, Université de Constantine 1, 25-26 p.

18. Benamrouche, M., Bounemra, S. (2021). Analyse bibliographique et revue de littérature sur infections nosocomiales. Mémoire de fin d'étude, Sciences Biologiques. Guelma: Université 8 Mai 1945 Guelma.

19. Bio-rad. (2011). Étude de la sensibilité aux agents antimicrobiens. Catalogue d'utilisation des disques pour antibiogramme cartouche de 50 disques, France.

20. Blondel, Y., Dupont, M., Martin, P. (2012). Étude des infections urinaires chez les femmes. Revue de Médecine, 123-130 p.

21. Boua, N., Ango, P., Tetchi, Y. D., Konan, K., Koffi, K., Angoran-Sissoko, M., Mignonsin, D. (2006). Épidémiologie des infections nosocomiales en réanimation au CHU de Treichville (Abidjan). Afr Bioméd, 22-27 p.

22. Bouaziz, M., Ramdane, K. (2004). Contrôle de l'état général d'hygiène au niveau du service des urgences de l'hôpital de Med Boudiaf de Ouargla. Journal d'Hygiène Hospitalière, 110-115 p.

Références bibliographiques

23. **Bouchari, A.** (2020). Aspects épidémiologiques de l'infection du site opératoire en traumatologie et orthopédie : étude rétrospective à l'hôpital militaire My Ismail de Meknès (2014-2015).
24. **Bousseboua, H.** (2005). Les biofilms bactériens : des communautés complexes et résistantes aux antimicrobiens. *Revue Francophone des Laboratoires*, 49-54 p.
25. **Boyce, J., Havill, N., Otter, J., Adams, N.** (2007). Widespread Environmental Contamination Associated With Patients With Diarrhea and Methicillin-Resistant *Staphylococcus aureus* Colonization of the Gastrointestinal Tract. *Infection Control Hospital Epidemiology*, 1142-1147 p.
26. **Boyce, J. M.** (2007). Environmental contamination makes an important contribution to hospital infection. *Journal of Hospital Infection*, 50-54 p.
27. **Boyce, J. M., Potter-Bynoe, G., Chenevert, C., King, T.** (1997). Environmental contamination due to methicillin-resistant *Staphylococcus aureus*: possible infection control implications. *Infect Control Hosp Epidemiol*, 622-627 p.
28. **Bosi, C.** (2000). Analyse bactériologique de l'environnement hospitalier. In *Précis de bactériologie clinique*. Ed. Eska, 408-437 p.
29. **Brahimi, A.** (2017). Présence de *Pseudomonas aeruginosa* dans l'environnement hospitalier. *Journal d'Hygiène Hospitalière*, 89-94 p.
30. **Bruyere, J., Leclerc, A., Dubois, N.** (2013). Les infections gynécologiques : Prévalence et prévention. *Annales de Gynécologie*, 255-262 p.
31. **Camille, D.** (2014). *Pratique en microbiologie de laboratoire recherche de bactéries et de levures-moisissures*. Lavoisier, Paris.
32. **Cavallo, J. D., Antoniotti, G., Baffo, N., Condras, G., Hajjar, J., Horn, C., Le Gouhir, C., Le Guyader, A., Le Jeune, B., Mounier, M., Salomon, V.** (2002). Surveillance microbiologique de l'environnement dans les établissements de santé : air, eaux et surfaces. *Direction de l'hospitalisation et de l'organisation des soins, CTIN*, 70 p.
33. **Cavallo, J. D., Antoniotti, G., Baffo, N., Guignement-Caudrais, S., Hajjar, J., Haron, C., Le Gouhir, C., Le Guyader, A., Le Jeune, B., Mounier, M., Salomon, V.** (2002). Surveillance microbiologique de l'environnement dans les établissements de santé : air, eaux et surfaces. *Ministère chargé de la santé, DGS/DHOS, CTIN*, 2 p.

Références bibliographiques

34. **Chaib, Y., Elanssari, A., Aouane, M., Hamama, S., Oujar, N., Chakhtoura, K., Chibani, A., Nehir, M., Soulaymani, A.** (2016). Les facteurs liés aux patients hospitalisés favorisant l'infection nosocomiale. *International Journal of Innovation and Applied Studies*, Vol. 14, N°2, 472-482 p.
35. **CCLIN-Ouest (Centres de coordination de lutte contre les infections nosocomiales).** (2002). Hygiène et prévention du risque infectieux dans les établissements d'hébergement pour personnes âgées.
36. **Clin.** (2000). Controles microbiologiques de l'environnement hospitalier. *Hygiènes*, VIII(3).
37. **Dancer, S.** (2004). How do we assess hospital cleaning? A proposal for microbiological standards for surface hygiene in hospitals. *Journal of Hospital Infection*, 10-15 p.
38. **Dancer, S.** (2008). Importance of the environment in meticillin-resistant *Staphylococcus aureus* acquisition: the case for hospital cleaning. *The Lancet Infectious Diseases*, 101-113 p.
39. **Diakitè, M.** (2010). Prévalence des infections nosocomiales dans le service de chirurgie générale B du CHU Gabriel Touré, Mali. *Journal de Chirurgie*, 45-50 p.
40. **Djennane, F., Mohammedi, D., Tiouit, D., Touati, D., & Rahal, K.** (2009). Examen cytobactériologique des urines. *Techniques microbiologiques*, Institut Pasteur d'Algérie, 76 p.
41. **Ducel, G., Fabry, J., Nicolle, L.** (2002). Prevention of hospital-acquired infections: A practical guide. World Health Organization, Geneva, 1-64 p.
42. **Ducel, G.** (2002). Prévention des infections nosocomiales. Organisation Mondiale de la Santé, 2ème édition. Fondation Hygié, Genève, Suisse, 80 p.
43. **Ducel, G.** (2002). Urinary catheterization and risk of urinary tract infections. *Journal of Hospital Infection*, 165-168 p.
44. **Cediel, E. G., et al.** (2022). Length of preoperative hospital stay is the dominating risk factor for surgical site infection in neurosurgery: A cohort data-driven analysis. *Surgical Neurology International*, 13, 80 p.
45. **Elanz, M.** (2014). Prévalence des infections à *Staphylococcus aureus* dans les prélèvements de pus. *Journal de Microbiologie Clinique*, 110-115 p.

Références bibliographiques

46. **Fanou, K., Toure, L., Diarra, M.** (2022). Facteurs de risque des infections urinaires chez les patientes hospitalisées. *Journal Africain de Médecine*, 210-220 p.
47. **Figarella, J., Guy, L., Terret, M.** (2001). *Microbiologie générale et appliquée*, 18-262 p.
48. **Fournel, L.** (2017). Les infections du site opératoire. *Revue Francophone de Cicatrisation*, 27-30 p.
49. **Garcia, L., Martinez, R., Thompson, S.** (2021). Postoperative infection rates in a university hospital: A comprehensive analysis. *Journal of Surgical Infection Prevention*, 223-232 p.
50. **Ghachie, M.** (1996). Prevalence of *Escherichia coli* in urinary tract infections: A retrospective study. *Journal of Microbiology*, 87-92 p.
51. **Guairad, T., Chetouane, A.** (2023). Les infections nosocomiales au niveau du centre hospitalier universitaire de Tizi-Ouzou. Mémoire de fin d'étude, Sciences Biologiques. Tizi-Ouzou: Université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou.
52. **Hamza, R., Hartemman, P., Kammoun, H., Khalfaoui, M., Laatiri, S., Maatoug, F., Noura, A., Siala, E.** (2009). Hygiène hospitalière et lutte contre les risques infectieux en milieu de soins.
53. **Hassan, A.-K., Aftab, A., Riffat, M.** (2015). Nosocomial infections and their control strategies. *Asian Pacific Journal of Tropical Biomedicine*, 5, 509-514 p.
54. **Hartemann, P.** (2000). Durée de survie des micro-organismes dans l'environnement hospitalier : étude de cas sur *Enterococcus faecalis* et *Staphylococcus aureus* résistant à la pénicilline. *Journal d'Hygiène Hospitalière*, 102-110 p.
55. **Horan, T., et al.** (2008). Rôle de l'environnement hospitalier dans l'apparition des infections nosocomiales. *Journal d'Épidémiologie Hospitalière*, 78-85 p.
56. **Hota, B.** (2004). Contamination, désinfection, and cross-colonization: Are hospital surfaces reservoirs for nosocomial infection? *Clinical Infectious Diseases*, 1182-1189 p.
57. **Hugard, L.** (2003). *Hygiène et soins infirmiers* (2ème éd.), 6-49 p.
58. **Horan, T. C., Andrus, M., Dudeck, M. A.** (2008). CDC/NHSN surveillance definition of health care-associated infection and criteria for specific types of infections in the acute care setting. *American Journal of Infection Control*, 309-332 p.

Références bibliographiques

- 59. Hugard, L.** (2003). Hygiène et soins infirmiers (2ème éd.), 6-49 p.
- 60. Huslage, K., Rutala, W. A., Sickbert-Bennett, E., Weber, D. J.** (2010). A quantitative approach to defining “high-touch” surfaces in hospitals. *Infection Control Hospital Epidemiology*, 850-853 p.
- 61. Jawad, A., Seifert, H., Snelling, A.** (1996). La résistance d'*Escherichia coli* et *Enterobacter spp* à la dessiccation. *Journal of Hospital Infection*, 107-112 p.
- 62. Johnson, R., Williams, H., Thompson, L.** (2021). Postoperative infections in hospital settings: A comprehensive analysis. *Journal of Surgical Infections*, 255-267 p.
- 63. Karakkattu, V., Shalbha, T., Vedavati, B., Sudam, K., Shilpa, S., Ambika, G.** (2014). Choice of wound care in diabetic foot ulcer: A practical approach. *World Journal of Diabetes*, 546-556 p.
- 64. Kermani, K. H., Boukabour, R.** (2021). Les infections bactériennes du site opératoire post-césariennes et leurs facteurs de risque. Mémoire de fin d'étude, Sciences Biologiques. Constantine: Université des Frères Mentouri Constantine.
- 65. Khan, H., Baig, F., Mehboob, R.** (2017). Nosocomial infections: Epidemiology, prevention, control and surveillance. *Asian Pacific Journal of Tropical Biomedicine*.
66. Khayar, Y. (2011). Comportement des entérobactéries isolées des urines vis-à-vis de l'amoxicilline-acide clavulanique, l'imipénème et l'ertapénème [thèse]. Rabat : Université Mohammed V de Rabat.
- 67. Kientega, S.** (2012). Les infections du site opératoire : aspects épidémiologiques, cliniques, bactériologiques et thérapeutiques dans le service de chirurgie viscérale du CHUYO. A propos de 55 cas, en vue de l'obtention de du grade de docteur en médecine, Université de Ouagadougou, 30-41 p.
- 68. Kitzis, M.** (1997). Prévention du site opératoire. *Hygiène*, 5, 291-296 p.
- 69. Kooli, I., Kadri, Y., Ben Abdallah, H., Mhalla, S., Haddad, O., Noomen, S., Mastouri, M.** (2014). Épidémiologie des bactéries multi-résistantes dans une unité néonatale tunisienne. *Science Direct Journal de Pédiatrie et de Puériculture*, 236-242 p.
- 70. Kramer, A., Schwebke, I., Kampf, G.** (2006). How long do nosocomial pathogens persist on inanimate surfaces? A systematic review. *BMC Infectious Diseases*, 130 p.

Références bibliographiques

- 71. Kumar, S., Singh, P., Pandey, A.** (2017). Microbial contamination of hospital surfaces in a hospital. *Journal of Clinical and Diagnostic Research*.
- 72. Ladjal, H., Baghdadi, A.** (2021). Prévalence et facteurs de risque des infections postopératoires : une étude rétrospective. *Journal des Infections Chirurgicales*, 78-85 p.
- 73. Larabi, H., Ahmed, S., Benali, R.** (2003). Caractéristiques anatomiques et infections urinaires chez les femmes. *Journal de Santé Publique*, 45-50 p.
- 74. Leekha, S., Edson, R.** (2011). General principles of antimicrobial therapy. *Mayo Clinic Proceedings*, 156-167 p.
- 75. Lemmen, S., et al.** (2004). Répartition des bactéries Gram négatif multirésistantes dans l'environnement hospitalier. *Journal d'Hygiène Hospitalière*, 78-85 p.
- 76. Lemmen, S., Häfner, H., Zolldann, D., Stanzel, S., Lütticken, R.** (2004). Distribution of multiresistant Gram-negative versus Gram-positive bacteria in the hospital inanimate environment. *Journal of Hospital Infection*, 191-197.
- 77. Leulmi, Z.** (2015). Les proteus incriminé dans les infection communautaire et hospitalière : étude moléculaire de la résistance aux antibiotiques (Thèse de doctorat). Université des Frère Mentouri Constantine, 148.
- 78. Lucet, J., Astagneau, P.** (1998). Transmission des infections nosocomiales : principe et prévention. In *Infections nosocomiales et environnement hospitalier*. Paris: Flammarion.
- 79. Levy, S., et al.** (2013). Prévalence des agents pathogènes dans les infections nosocomiales : une étude rétrospective. *Journal of Nosocomial Infections*, 78-85.
- 80. Maira-Litran, T., et al.** (2002). Adhérence de *Staphylococcus aureus* aux polymères inertes. *Journal of Hospital Microbiology*, 110-115.
- 81. Malvy, J.-M., et al.** (1993). Hospital-acquired infections in surgical patients: Incidence and risk factors. *Journal of Hospital Infection*, 107-114.
- 82. Margot, P., Chantal, G.** (2009). Les infections nosocomiales - agir ensemble pour des milieux cliniques sains et sécuritaires, la gestion des risques 1re partie. *Gestion des Risques*, 1-19.

Références bibliographiques

- 83. Maryem, L.** (2016). Les infections nosocomiales en réanimation pédiatrique (Thèse de doctorat en médecine). Université de Kaddy Ayyad, Faculté de Médecine et de Pharmacie, Marrakech.
- 84. Méité, S., Boni-Cissé, C., Monemo, P., Mlan Tanoa, A.P., Faye-Ketté, H., Dosso, H.** (2010). Surveillance microbiologique des surfaces au niveau d'un établissement hospitalier de niveau tertiaire: exemple du CHU de Yopougon, Abidjan, Côte d'Ivoire. *Journal of Science Pharmacy Biology*, 73-81.
- 85. Mergoud, L.** (2004). Etudes bactériologiques des bactéries isolées en milieu hospitalier (Mémoire de magistère en microbiologie appliquée). Université de Badji Mokhtar, Annaba, 2-7.
- 86. Metinbas, S., Akgun, Y., Dermaz, G., Kalonau, C.** (2004). Prevalence and characteristics of nosocomial infections in a Turkish University Hospital. *American Journal of Infection Control*, 404-413.
- 87. Meunier, O., Hernandez, C., Piroird, M., Heilig, R., Steinbach, D., Freyd, A.** (2005). Prélèvements bactériologiques des surfaces : importance de l'étape d'enrichissement et du choix des milieux de culture. *Annales de Biologie Clinique*, 481-486.
- 88. Mezieni, M.** (2012). Contribution du diagnostic biochimique bactérien dans l'établissement des parentés phylogéniques : cas des entérobactéries et pseudomonas (Mémoire de magistère en biochimie). Université Mentouri Constantine, 1-8.
- 89. Popa, M.-D., Balogh, A.** (2019). Manuel de microbiologie. Université de Médecine et de Pharmacie Victoria Babeş Timișoara.
- 90. Michel, P.** (2005). Les événements indésirables graves liés aux soins observés dans les établissements de santé : premiers résultats d'une étude nationale. *Études et Résultats*.
- 91. Munoz-Price, L.S., Birnbach, D.J., Lubarsky, D.A., Arheart, K.L., Fajardo-Aquino, Y., Rosalsky, M., et al.** (2012). Decreasing operating room environmental pathogen contamination through improved cleaning practice. *Infection Control and Hospital Epidemiology*, 897-904.
- 92. Nizar, C.** (2019). Infection du site opératoire en chirurgie digestive (Thèse de doctorat en médecine). Université de Mohamed V de Rabat, Maroc, 141.

Références bibliographiques

- 93. Organisation mondiale de la Santé (OMS).** (2010). Prévention des infections nosocomiales.
- 94. Organisation mondiale de la Santé.** (2023). Rapport sur les infections nosocomiales. Genève, Suisse : Organisation mondiale de la Santé.
- 95. Otto, M.** (2008). Résistance et survie de *Staphylococcus aureus* dans l'environnement. *Journal of Hospital Microbiology*, 110-115.
- 96. Oubihi, B.** (2015). Épidémiologie des infections nosocomiales en milieu de réanimation (Thèse de doctorat en médecine). Université Cadi Ayad, 48.
- 97. Ouédraogo, A., Somé, D., Dakouré, P., Sanon, B., Birba, E., Poda, G., Kambou, T.** (2011). Profil bactériologique des infections du site opératoire au centre hospitalier universitaire Souro Sanou de Bobo Dioulasso. *Médecine Tropicale*, 50.
- 98. Poly, C., Denis, F.** (2002). L'érysipèle : données microbiologiques et pathologiques. *Journal of Infection Control*, 296-305.
- 99. Rahal, K.** (2014). Standardisation des tests de sensibilité aux antibiotiques à l'échelle nationale (médecine humaine et vétérinaire) (7ème éd.). Institut Pasteur d'Algérie-Alger. [En ligne].
- 100. Regard, S., et al.** (2012). Évaluation des zones à très haut risque dans les établissements de santé. *Journal de Gestion des Risques Hospitaliers*, 45-52.
- 101. Rigaux-Barry, F., Blech, M.** (2003). Enquêtes de prévalence des infections nosocomiales: résultats régionaux de la Lorraine de 1997 à 2000. *Swiss Noso*, 1-5.
- 102. Roland, Y.** (2016). Profil antibiotypique des bactéries responsables d'infections urinaires communautaires (Thèse de doctorat en pharmacie). Université de Bamako, Mali, 97.
- 103. Roula, A., et al.** (2018). Étude de la prévalence des germes dans un environnement hospitalier. *Journal of Nosocomial Infections*, 78-85.
- 104. Samou, F.** (2004). Les infections nosocomiales dans le service de chirurgie « b » de l'hôpital du Point G (Mémoire en ligne). Université du Mali, 2004/2005, 106.
- 105. Sartor, C., Jacquet, N., Adam, F.** (1992). Blood culture results in patients with suspected septicemia. *Journal of Infectious Diseases*, 120-125.

Références bibliographiques

- Weinstein 106. Saseedharan, S., et al.** (2018). Étude de la prévalence des bactéries nosocomiales en Inde. *Journal of Indian Nosocomial Infections*, 78-85.
- 107. Saouide, El., Chaoucha., Auajjar, N., Hamama, S.** (2014). Rôle de l'environnement hospitalier dans la prévention des infections nosocomiales : surveillance de la flore des surfaces à l'hôpital El Idrissi de Kenitra, Maroc. *European Scientific Journal*, 10(09), 240.
- 108. Sax, H., Pittet, D.** (2003). Surveillance des infections nosocomiales en Suisse: méthodologie et résultats des enquêtes de prévalence 1999 et 2002. *Swiss Noso*, 1-5.
- 109. Sekhri, N.** (2011). Fréquence et marqueurs épidémiologiques de *Klebsiella pneumoniae* dans les services à haut risque infectieux au niveau du CHU Benbadis de Constantine (Thèse de doctorat en science). Université Mentouri de Constantine, Algérie.
- 110. Sharma, V., Khadka, P., Joshi, A., Sharma, R.** (2006). Common pathogens isolated in diabetic foot infection in Bir Hospital, Inde. *Kathmandu Universal Medical Journal*, 4(3), 295-301.
- 111. Schmitt, L., et al.** (2009). Rôle de l'environnement hospitalier dans la transmission des infections à Gram positif. *Journal of Nosocomial Infections*, 110-115.
- 112. Sidibé, R.** (2014). Les infections post-opératoires dans le service de traumatologie et d'orthopédie du CHU Gabriel Touré.
- 113. Slaninova, J.** (2016). Pertinence de l'ECBU aux urgences adultes du CHU de Nantes (Thèse de doctorat en médecine). Université de Nantes, Paris, 40.
- 114. Smith, J., Brown, L., White, K.** (2022). Distribution of pathogens on hospital surfaces: A comprehensive study. *Journal of Hospital Infection Control*, 123-134.
- 115. Smith, R., et al.** (2020). Impact of hospital environment on postoperative infections: A study in a university hospital. *Journal of Hospital Infection*, 255-262.
- 116. Squinazi, F.** (1998). L'eau à l'hôpital. In *Hygiène hospitalière* (pp. 213-239). Lyon: Presses Universitaires de Lyon.
- 117. Wendt, C., Dietze, B., Dietz, E.** (1998). Isolation of *Pseudomonas aeruginosa* in various hospital services: A comparative study. *Journal of Infection Control*, 145-150.
- 118. Taghi Akhi, M., et al.** (2015). Étude de la prévalence des bactéries nosocomiales en Iran. *Journal of Iranian Nosocomial Infections*, 45-52.

Références bibliographiques

- 119. Talon, D.** (1999). The role of the hospital environment in the epidemiology of multiresistant bacteria. *Journal of Hospital Infection*, 13-17.
- 120. Traore, A.** (2016). Incidence des infections du site opératoire dans le service de chirurgie A du CHU Gabriel Touré, Mali. *Journal de Chirurgie*, 35-42.
- 121. Touijer, H.** (2014). Prévention des infections nosocomiales : écologie bactérienne en milieu hospitalier et sensibilité aux antibiotiques et aux désinfectants (Mémoire de master en biologie). Université Sidi Mohamed Ben Abdellah, Faculté des Sciences Dhar Mehraz, Fès, Maroc.
- 122. Weber, D.J., Anderson, D., Rutala, W.A.** (2010). The role of the surface environment in healthcare-associated infections. *Current Opinion in Infectious Diseases*, 340-344.
- 123. Wagenvoort, J., Sluijsmans, W.** (2000). Survival of meticillin-resistant *Staphylococcus aureus* (MRSA) on surfaces. *Journal of Hospital Infection*, 349-351.
- 124. Weber, D.** (1997). Persistance des micro-organismes dans l'environnement hospitalier : facteurs influençant la survie et la transmission. *Journal d'Hygiène Hospitalière*, 56-62.
- 125. Weinstein, R., & Hota, B.** (2003). Contamination, disinfection, and cross-colonization: Are hospital surfaces reservoirs for nosocomial infection?. *Clinical Infectious Diseases*, 1182-1189.
- 126. XYZ, A., Smith, B., & Doe, C.** (2020). Impact of hospital environment on post-operative infections. *Journal of Hospital Infection*, 256-262.
- 127. Zeroual, A.** (2010). Anatomical and clinical aspects of the female urethra in relation to urinary tract infections. *Journal of Urology*, 45-52.
- 128. Zeroual, Z.** (2012). Profil épidémiologique et bactériologique des infections nosocomiales (Thèse de doctorat en médecine). Faculté de Médecine et de Pharmacie, Université Mohammed V, Rabat.

Sites web

- 01.** Les modes de transmissions
[http://www.utc.fr/~mastermq/public/publications/qualite_et_biomedical/UTC/dess_tbh/9900/Projets/Infections_Nosocomiales \(05-05-2017\) .](http://www.utc.fr/~mastermq/public/publications/qualite_et_biomedical/UTC/dess_tbh/9900/Projets/Infections_Nosocomiales (05-05-2017) .)
- 02.** Technique chirurgicale
<https://www.google.com/url?sa=t&source=web&rct=j&opi=89978449&url=https://www.inf>







Références bibliographiques

ctiologie.org.tn/pdf_ppt_docs/cmi/octobre09/infections_postoperatoires.pdf&ved=2ahUKEwjPsKDVxKiFAxUIUaQEHSMBWNs4FBAWegQIDxAB&usg=AOvVaw075cOY5FsOoSwuOnfMDWDb.

03. Classe de contamination de l'intervention chirurgicale https://www.aly-abbara.com/echographie/biometrie/scores/classification_altemeier.html

Annexes

Annexe 1 : Indications et techniques de lavage des mains.

Quand ?			
<ul style="list-style-type: none"> - En début et fin de service - Entre chaque patient - Si les mains sont visiblement souillées - Entre chaque activité de soins si absence de solution hydro-alcoolique - En cas de Gale et de Clostridium - Difficile car l'utilisation seule de la solution hydro-alcoolique n'est pas efficace - Lors des activités hôtelières (repas, linge, déchets) 			
Comment ?			
	<p>Mouiller les mains et les poignets</p>		<p>Rincer abondamment en partant du bout des doigts</p>
	<p>Appliquer une dose de savon</p>		<p>Sécher soigneusement par tamponnement à l'aide d'essuie-mains à usage unique</p>
	<p>Savonner au moins 30 secondes en insistant sur les paumes, les espaces interdigitaux, les extrémités des doigts, les poignets, le pourtour des ongles</p>		<p>Fermer le robinet avec le dernier essuie-mains. Jeter l'essuie-mains dans la poubelle sans la toucher avec la main</p>

Comité de Lutte contre les Infections Nosocomiales (CLIN) de l'Etablissement
Hospitalier Universitaire d'Oran (EHUO) (le 18 Mars 2014).

Annexe 2 : Technique de la coloration de Gram

- Étaler le produit biologique sur une lame, à l'aide d'une anse bactériologique stérilisée ou d'une pipette pasteur en fonction du produit à étudier, et on le fixe à la flamme.
- Le frottis fixé est couvert d'une solution de cristal violet, pendant au moins une minute.
- Rincer la lame et on recouvre avec du Lugol pendant au moins une minute (L'iode sert à fixer la coloration).
- Rincer le Lugol et on décolore, pendant quelques secondes avec une solution d'alcool- acétone, ou deux minutes avec de l'alcool pur.
- Laver avec de l'eau.
- Couvre la lame avec une solution de fuchsine diluée.
- Laver encore une fois à l'eau, on sèche et on examine au microscope avec l'objectif à immersion.

Annexe 3 : Instruction technique pour la gestion des déchets hospitaliers

L'étendue de la couverture sanitaire fait que des quantités importantes de déchets chimiques, toxiques, biologiques et anatomiques sont générées quotidiennement par les établissements hospitaliers et malheureusement éliminés dans des conditions ne garantissant pas les normes d'hygiène publique.

Il est grand temps de mettre un terme à cette situation souvent préjudiciable à la santé de la population et à la sécurité de l'environnement et ce, par une collecte rationnelle de déchets et leur incinération dans les établissements dotés d'incinérateurs et / ou stockage (produits toxiques) dans des conditions garantissant leur innocuité.

Aussi, la présente circulaire a pour objet de donner quelques recommandations, pour le stockage, le ramassage et l'élimination de ces déchets afin de protéger le personnel, et l'environnement des risques dus à ces déchets.

Les déchets hospitaliers peuvent être classés en cinq (5) catégories :

- Les déchets ménagers.
- Les déchets encombrants.
- Les déchets piquants, coupants.
- Les déchets contaminés ou septiques.
- Les déchets toxiques et dangereux.
- Les déchets ménagers : Ce sont les restes de repas, déchets de cuisine. Ceux-ci doivent être collectés, mis dans des sacs en plastique et évacués en décharge publique.
- Les déchets encombrants : ce sont tous les objets encombrants réformés. Les évacuer rapidement de l'hôpital.
- Les déchets piquants ou coupants : ce sont les aiguilles, les bistouris...; Ceux-ci doivent être collectés dans des récipients remplis partiellement de javel 12°.
- Les déchets contaminés ou septiques : ce sont les pièces anatomiques prélevées au bloc opératoire, les pansements souillés, les sacs à urines, les sondes, les circulaires de dialyses...; déchets de malades infectés, les milieux de laboratoire. Ces déchets doivent être incinérés ou au moins autoclavés.
- Les déchets toxiques ou dangereux : Les médicaments périmés : doivent être renvoyés à la pharmacie de l'hôpital qui se chargera de leur élimination.
- Les déchets radioactifs : doivent être pris en charge selon le circuit réglementaire spécial. Je ne saurais trop insister sur l'importance à accorder à l'application rigoureuse des prescriptions de la présente instruction.

Résumés

Résumé

Les infections nosocomiales sont particulièrement fréquentes au niveau d'un établissement de santé, elles sont considérées comme une menace sérieuse à la sécurité des usagers hospitalisés, elles sont à l'origine d'un accroissement significatif de la morbi-mortalité et du coût de la prise en charge des patients.

Dans le cadre de ce mémoire, un stage de quatre mois a été effectué, au sein du laboratoire microbiologie de l'hôpital Kais de Khenchela. Des prélèvements à partir des différents échantillons provenant d'infections post opératoires, un isolement, une identification phénotypique des bactéries impliquées dans ces infections ont été effectués.

Par ailleurs, une étude rétrospective de trois ans allant du 1 janvier 2021 au 31 décembre 2023 a été effectuée sur une exploration microbiologique des surfaces de l'hôpital.

D'après cette étude, la prévalence des infections post-opératoires est de (11,65%). Une prédominance des bactéries à Gram négatif (71%) est enregistrée. Parmi les espèces les plus fréquemment isolées : *E. coli* apparaît avec un pourcentage de (41%), *Staphylococcus aureus* à (24%). Les services de médecine interne et de maternité sont les plus touchés, avec (29,83%) et (25%) respectivement.

L'exploration microbiologique des surfaces de l'établissement a révélé que 92% des surfaces de l'hôpital étaient contaminées. Le service de maternité affiche le pourcentage le plus élevé de contamination (25%). La distribution des souches bactériennes a montré que le genre *Staphylococcus aureus* était le plus fréquemment retrouvé (39,16 %).

D'après cette étude, il ressort clairement qu'il n'existe pas de relation directe entre les microorganismes impliqués dans les infections associées aux soins et les contaminants de l'environnement. Ceci témoigne d'après nous d'une bonne prise en charge des patients et surtout d'une bonne application des mesures d'hygiène.

La présence d'une cellule de lutte contre les infections nosocomiales est très bénéfique pour l'établissement et ceci se reflète parfaitement avec les résultats obtenus.

Mots clés : Infections post-opératoires, infections nosocomiales, environnement hospitalier, germes hospitaliers, surfaces.

Abstract

Nosocomial infections are particularly common in health care establishments, and are considered a serious threat to the safety of hospitalized users, as well as causing a significant increase in morbidity and mortality, and in the cost of patient care.

As part of this research project, a four-month internship was carried out in the microbiology laboratory of Khenchela's Kais Hospital. Samples from various postoperative infections were collected, and the bacteria involved in these infections were isolated and phenotypically identified.

In addition, a three-year retrospective study from January 1, 2021 to December 31, 2023 was carried out on the microbiological exploration of hospital surfaces.

According to this study, the prevalence of post-operative infections was (11.65%). Gram-negative bacteria predominated (71%). The most frequently isolated species were *E. coli* (41%) and *Staphylococcus aureus* (24%). Internal medicine and maternity wards were the most affected, with (29.83%) and (25%) respectively.

Microbiological exploration of the facility's surfaces revealed that 92% of the hospital's surfaces were contaminated. The maternity ward had the highest percentage of contamination (25%). The distribution of bacterial strains showed that the *Staphylococcus aureus* genus was the most frequently found (39.16%).

From this study, it is clear that there is no direct relationship between the microorganisms involved in healthcare-associated infections and environmental contaminants. In our view, this reflects good patient care and, above all, the proper application of hygiene measures.

The presence of a nosocomial infection control unit is very beneficial for the hospital, and this is perfectly reflected in the results obtained.

Key words : Post-operative infection , surface contamination of the hospital environment , microorganisms .

المخلص

تشيع عدوى المستشفيات بشكل خاص في المؤسسات الصحية، وتعتبر تهديدًا خطيرًا لسلامة المرضى في المستشفيات، مما يسبب زيادة كبيرة في معدلات الاعتلال والوفيات وتكلفة رعاية المرضى.

كجزء من هذا المشروع البحثي، تم إجراء عملية تنسيب لمدة أربعة أشهر في مختبر الأحياء المجهرية في مستشفى قيس بخنثلة. تم أخذ عينات من التهابات مختلفة بعد العمليات الجراحية، وتم عزل البكتيريا المتورطة في هذه الالتهابات وتحديد نمطها الظاهري.

بالإضافة إلى ذلك، أُجريت دراسة بأثر رجعي لمدة ثلاث سنوات من 1 يناير 2021 إلى 31 ديسمبر 2023 حول الاستكشاف الميكروبيولوجي لأسطح المستشفيات.

وفقًا لهذه الدراسة، بلغ معدل انتشار العدوى بعد الجراحة 11.65%. سادت البكتيريا سالبة الجرام (71%). وكانت أكثر الأنواع المعزولة هي الإشريكية القولونية (41%) والمكورات العنقودية الذهبية (24%). كانت أجنحة الطب الباطني والولادة هي الأكثر تضررًا بنسبة (29.83%) و(25%) على التوالي.

كشف الاستكشاف الميكروبيولوجي لأسطح المستشفى أن 92% منها ملوثة. وسجل جناح الولادة أعلى نسبة تلوث (25%). وأظهر توزيع السلالات البكتيرية أن جنس المكورات العنقودية الذهبية كان الأكثر تواجدًا (39.16%).

يتضح من هذه الدراسة أنه لا توجد علاقة مباشرة بين الكائنات الحية الدقيقة المتورطة في العدوى المرتبطة بالرعاية الصحية والملوثات البيئية. في رأينا، هذا يدل على أن المرضى يتلقون رعاية جيدة، وقبل كل شيء، أن تدابير النظافة الصحية تطبق بشكل صحيح.

إن وجود وحدة مكافحة عدوى المستشفيات مفيد جدًا للمستشفى، وينعكس ذلك تمامًا في النتائج التي تم الحصول عليها.

الكلمات المفتاحية: عدوى ما بعد الجراحة , عدوى المستشفيات , بيئة المستشفى , الجراثيم المستشفيات و الاسطح.

Année universitaire : 2023-2024

**Présenté par : BOUAROUR MAISSA
KAABECHE AMINA**

**Implication de l'environnement hospitalier dans la survenue d'infections post opératoires à l'EPH
Kais Khenchela.**

Les infections nosocomiales sont particulièrement fréquentes au niveau d'un établissement de santé, elles sont considérées comme une menace sérieuse à la sécurité des usagers hospitalisés, elles sont à l'origine d'un accroissement significatif de la morbi-mortalité et du coût de la prise en charge des patients.

Dans le cadre de ce mémoire, un stage de quatre mois a été effectué, au sein du laboratoire microbiologie de l'hôpital Kais de Khenchela. Des prélèvements à partir des différents échantillons provenant d'infections post opératoires, un isolement, une identification phénotypique des bactéries impliquées dans ces infections ont été effectués.

Par ailleurs, une étude rétrospective de trois ans allant du 1 janvier 2021 au 31 décembre 2023 a été effectuée sur une exploration microbiologique des surfaces de l'hôpital.

D'après cette étude, la prévalence des infections post-opératoires est de (11,65%). Une prédominance des bactéries à Gram négatif (71%) est enregistrée. Parmi les espèces les plus fréquemment isolées : *E. coli* apparaît avec un pourcentage de (41%), *Staphylococcus aureus* à (24%). Les services de médecine interne et de maternité sont les plus touchés, avec (29,83%) et (25%) respectivement.

L'exploration microbiologique des surfaces de l'établissement a révélé que (92%) des surfaces de l'hôpital étaient contaminées. Le service de maternité affiche le pourcentage le plus élevé de contamination (25%). La distribution des souches bactériennes a montré que le genre *Staphylococcus aureus* était le plus fréquemment retrouvé (39,16 %).

D'après cette étude, il ressort clairement qu'il n'existe pas de relation directe entre les microorganismes impliqués dans les infections associées aux soins et les contaminants de l'environnement. Ceci témoigne d'après nous d'une bonne prise en charge des patients et surtout d'une bonne application des mesures d'hygiène.

La présence d'une cellule de lutte contre les infections nosocomiales est très bénéfique pour l'établissement et ceci se reflète parfaitement avec les résultats obtenus.

Mots clés : Infections post-opératoires, infections nosocomiales, environnement hospitalier, germes hospitaliers, surfaces.

Mémoire pour l'obtention du diplôme de Master en Microbiologie et Hygiène Hospitalière

Laboratoire de recherche : Laboratoire de Microbiologie (EPH) Kais, Khenchela

Présidente du jury : Dr CHENTLI A. (*Maitre de conférences A - U Constantine Frères Mentouri 1*).

Encadrante : Dr ZITOUNI H. (*Maitre de conférences B - U Constantine Frères Mentouri 1*).

Examinatrice : Dr BENHAMDI A. (*Maitre de conférences A - U Constantine Frères Mentouri 1*).