



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

جامعة قسنطينة 1 الإخوة منتوري
كلية علوم الطبيعة والحياة

Département : Biologie appliquée

قسم : بиولوجيا 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

N° d'ordre :

N° de série :

Intitulé :

Infections nosocomiales : isolement des bactéries en milieu hospitalier et mise en évidence de l'efficacité des désinfectants utilisés.

Présenté par : BAHRI Imane

Le : 23/06/2025

MENGHOUR Nour El Imene

Jury d'évaluation :

Présidente : Dr BAALI N. (MCA - U Constantine 1 Frères Mentouri).
Encadrante : Dr ZITOUNI H. (MCB - U Constantine 1 Frères Mentouri).
Examinateuse: Dr BELLIL I. (PROF - U Constantine 1 Frères Mentouri).

Année universitaire
2024 - 2025

Remerciements

Nous tenons d'abord à remercier Allah, le Tout-Puissant et le Miséricordieux, qui nous a accordé la force, le courage et la patience nécessaires pour mener à bien ce modeste travail.

Nous exprimons notre profonde gratitude à Madame **ZITOUNI Hind**, notre encadrante, pour sa disponibilité constante, son encadrement attentif ainsi que pour la rigueur scientifique dont elle a fait preuve tout au long de cette recherche. Son soutien a été d'une aide précieuse, et nous lui en sommes sincèrement reconnaissantes.

Nos remerciements les plus sincères vont à Madame **BAALI Nacera**, pour l'honneur qu'elle nous fait en acceptant de présider le jury de ce mémoire et d'en évaluer le contenu.

Nous remercions également Madame **BELLIL Ines** pour avoir accepté d'examiner et d'évaluer ce travail avec attention.

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

Nous remercions chaleureusement Madame **BENCHARAD Lamia**, Madame **LAMRI Nasima**, ainsi que tout le personnel de l'EPH Abdelkader Ben Chérif pour leur accueil, leur soutien et leur précieuse contribution à la concrétisation de ce travail.

Enfin, nous adressons nos vifs remerciements à l'ensemble des enseignants de notre spécialité (*Microbiologie et Hygiène Hospitalière*) pour leur engagement, leur accompagnement et leur disponibilité tout au long de notre formation.

Nour el imene et imane

Dédicace

Au nom de Dieu, le Tout Miséricordieux, le Très Miséricordieux
Je tiens tout d'abord à remercier Allah, le Tout-Puissant et le Miséricordieux, qui m'a accordé la force, le courage et la patience nécessaires pour mener à bien ce modeste travail.

En ce moment particulier de ma vie,
je dédie ce travail à :

Mon père Ali et ma mère Fouzia, sources inépuisables de soutien tout au long de ces années. Les mots me manquent pour exprimer toute ma gratitude envers vous. Vous avez été les piliers de ma force, mes plus grands soutiens, mes meilleurs motivateurs, mes confidents et mes précieux conseillers tout au long de ce parcours. Merci pour tout ce que vous m'avez donné.

Mon frère Ahmed et ma sœur Zineb, pour votre présence constante et le soutien que vous m'avez apporté à chaque étape.

Ma binôme Imane, à qui je tiens à adresser un remerciement tout particulier. Je suis profondément reconnaissante d'avoir eu l'opportunité de travailler à tes côtés. Merci pour ton soutien, ta compréhension et tous les efforts déployés. Tu as été une compagne de route exemplaire tout au long de cette aventure académique.

Mes chères amies BOUABDALLAH Aya et BAYOU Aya, pour la belle collaboration qui nous a réunies durant notre stage et tout au long de cette année. Merci pour votre soutien constant, vos encouragements sincères et votre présence précieuse.

Mes amies Ikram et Nawal, merci d'avoir été à mes côtés durant toute cette période, pour votre amitié et votre soutien indéfectible.

Enfin, à toutes mes collègues de parcours, merci pour votre présence et les moments inoubliables que nous avons partagés ensemble.

Nour el imene



Dédicace

À mes chers parents,

Qui m'ont toujours soutenue, encouragée et offert leur amour inconditionnel.

Votre foi en moi a été ma plus grande force.

À mes frères et sœurs,

Pour leur affection, leur patience et leurs mots réconfortants dans les moments difficiles.

À mes amies fidèles :

BOUABDELAH Aya, BAYOU Aya, BENGRINE Roufaida et BOUGENDOURA
Kaouter,

Merci pour votre amitié sincère, votre présence bienveillante et votre soutien tout au long de ce parcours universitaire.

À ma précieuse collègue de mémoire, MENGHOUR Nour El Imene,

Merci pour ta rigueur, ton esprit d'équipe et ton engagement constant. Ce travail est aussi le fruit de notre collaboration.

À toutes les personnes qui, de près ou de loin, ont contribué à l'accomplissement de ce travail,

Recevez ici l'expression de ma profonde reconnaissance.

Imane 

Table des matières

Liste des abréviations	
Liste des figures	
Liste des tableaux	
Introduction.....	1

Synthèse Bibliographique

Chapitre I : Les infections nosocomiales

1. Définition	3
2. Origine des germes responsables des infections nosocomiales	3
2.1. Flore saprophyte du patient.....	3
2.2. Personnel soignant.....	4
2.3. Environnement hospitalier.....	4
3. Modes de transmission.....	4
3.1. Auto-infection	4
3.2. Xéno-infection	4
3.3. Hétéro-infection	5
3.4. Exo-infection.....	5
4. Les facteurs de risque.....	6
4.1. Les facteurs de risque intrinsèques (liés au patient)	6
4.2. Les facteurs de risque extrinsèques.....	7
5. Les infections nosocomiales les plus fréquentes	7
5.1. Infections urinaires.....	7
5.2. Pneumopathies nosocomiales	8
5.3. Infections du site opératoire (ISO).....	8
5.4. Bactériémies nosocomiales	9
5.5. Autres infections	9
6. Agents pathogènes responsables des infections nosocomiales	10
6.1. Les bactéries.....	10
6.2. Les champignons	11
6.3. Les parasites.....	11

6.4. Les virus.....	12
7. Épidémiologie.....	12

Chapitre II : La désinfection en milieu hospitalier

1. Définition d'un désinfectant	13
2. Définition de la désinfection.....	13
3. Types de désinfection selon le domaine d'application	13
3.1. Désinfection des dispositifs médicaux.....	13
3.2. Désinfection des surfaces hospitalières	15
4. Principales familles de désinfectants utilisées à l'hôpital.....	16
4.1. Selon le spectre d'activité.....	16
4.2. Selon l'utilisation et mode d'action	17
5. Critères de choix d'un désinfectant.....	19
5.1. Spectre d'action	19
5.2. Temps de contact.....	20
5.3. Toxicité	20
5.4. Coût.....	20

Chapitre III : Étude des deux désinfectants Peroxyde d'hydrogène et Steranios

1. Peroxyde d'hydrogène	21
1.1. Description chimique	21
1.2. Propriétés physico-chimiques	21
1.3. Mécanisme d'action	22
1.4. Protocoles d'utilisation en milieu hospitalier	23
1.5. Précautions d'emploi	23
1.6. Risques d'utilisation du peroxyde d'hydrogène en milieu hospitalier.....	24
2. Steranios.....	25
2.1. Description chimique	25
2.2. Propriétés physico-chimiques	25
2.3. Mécanisme d'action	26
2.4. Protocoles d'utilisation en milieu hospitalier	26
2.5. Précautions d'emploi	26
2.6. Risques associés à l'utilisation du produit	27

Matériel et méthodes

Présentation de l'étude.....	28
I. Isolement et identification des germes à partir de différents liquides biologiques.....	28
1. Matériel	28
1.1. Matériel biologique.....	28
1.2. Matériel non biologique	29
2. Méthodes.....	29
2.1. Examen direct	29
2.2. Identification bactérienne.....	31
2.3. Etude de la sensibilité des souches bactériennes aux antibiotiques (Antibiogramme)	36
II. Évaluation de l'efficacité des désinfectants Peroxyde d'hydrogène et Steranios sur les surfaces hospitalières et les dispositifs médicaux.....	39
1. Prélèvements à partir des surfaces hospitalières et des dispositifs médicaux.....	39
2. Mise en culture.....	40
3. Lecture des résultats.....	41
III. Etude statistique.....	41
1. Critères d'inclusion.....	42
2. Critères d'exclusion	42

Résultats et discussion

I. Isolement et identification des germes à partir de différents liquides biologiques	43
1. Examen direct	43
1.1. Examen cytologique des urines et du pus	43
1.2. Examen cytologique du liquide céphalo-rachidien (LCR)	45
2. Tests d'identification des bactéries à partir des différents liquides biologiques.....	45
2.1. Observation macroscopique.....	45
2.2. Examens microscopiques.....	48
2.3. Les tests biochimiques	49
3. Les résultats de l'antibiogramme	57
II. Évaluation de l'efficacité des désinfectants (Spray à usage professionnel à base de Peroxyde d'hydrogène et Steranios) sur les surfaces et les dispositifs médicaux.....	61

1. Service de Radiologie	64
2. Service de Bactériologie	65
3. Service de Chirurgie	65
3.1. Réducteur.....	65
3.2. Ciseaux chirurgicaux	66
3.3. Lit de chirurgie.....	66
4. Service de Pédiatrie.....	66
III. Analyse statistique.....	67
1. Analyse retrospective.....	67
1.1. Nombre des germes détectés de 2016 à 2024	67
1.2. Répartition selon les services.....	69
1.3. Répartition selon la nature des prélèvements.....	70
1.4. Répartition des patients selon le sexe	72
1.5. Répartition des germes isolés.....	72
1.6. Répartition des résistances antimicrobiennes observées chez les germes isolés	74
2. Analyse Prospective	81
2.1. Répartition des échantillons selon le résultat de la culture	81
2.2. Répartition des germes isolés.....	82
2.3. Répartition des bactéries isolées selon le Gram.....	84
2.4. Répartition des bactéries isolées dans les examens cytobactériologiques des urines et du pus	
85	
Conclusion...	87
Références bibliographiques.....	89
Annexes	
Résumé	
Abstract	
الملخص	

Liste des abréviations

- **ADN** : Acide Désoxyribonucléique
- **AMP** : Ampicilline
- **AMX** : Amoxicilline
- **ARN** : Acide Ribonucléique
- **ATB** : Antibiotiques
- **ATM** : Aztréonam
- **BLSE** : Bêta-lactamase à spectre étendu
- **BMR** : Les bactéries multirésistantes
- **BN** : Bouillon nutritif
- **BNF** : Bactéries non fermentaires
- **CASFIM** : Comité de l'Antibiogramme de la Société Française de Microbiologie
- **CHAP** : Chapman
- **CIP** : Ciprofloxacine
- **CLI** : Clindamycine
- **CST** : Colistine
- **CST** : Colistine
- **CTX** : Céfotaxime
- **EBLSE** : Les *entérobactéries* productrices de β-lactamases à spectre étendu
- **EPH** : L'Établissement Public Hospitalier
- **EUCAST** : European Committee on Antimicrobial Susceptibility Testing
- **FOS** : Fosfomycine
- **FOX** : Céfoxitine
- **FUR** : Furane
- **GEN** : Gentamicine
- **GN** : Gélose nutritive
- **GSC** : Gélose au sang cuit
- **HBV** : Virus de l'Hépatite B
- **HEK** : Hektoen
- **HTA** : Hypertension Artérielle

- **IAS** : Infection associée aux soins
- **IN** : Infections nosocomiales
- **IPM** : Imipénem
- **ISO** : Infections du site opératoire
- **LCR** : Liquide Céphalo-Rachidien
- **MH** : Gélose Mueller-Hinton
- **OMS** : Organisation Mondiale de la Santé
- **ORL** : Oto-Rhino-Laryngologie
- **PEN**: Pénicilline
- **PH** : Potentiel hydrogène
- **PIP** : Pipéracilline
- **PKa** : Signifie potentiel de dissociation acide
- **PL** : Ponctions lombaires
- **PN** : Polynucléaires neutrophiles
- **R** : Résistante
- **RIF** : Rifampicine
- **RM** : Rouge de méthyle
- **S** : Sensible
- **SARM** : *Staphylococcus aureus* résistant à la méticilline
- **SXT** : Triméthoprime + Sulfaméthoxazole
- **TA** : Traitement ambulatoire
- **TDA** : La désamination du tryptophane
- **TIC** : Ticarcilline
- **TOB** : Tobramycine
- **TSA** : Tryptic Soy Agar
- **TSI** : Triple Sugar Iron
- **UCBU** : Examen cytobactériologique des urines
- **VAN** : Vancomycine
- **VIH** : Virus de l'Immunodéficience Humaine
- **VP** : Voges-Proskauer.

Liste des figures

Figure 1: Organigramme de la transmission des infections nosocomiales	6
Figure 2: Champs d'action des différents niveaux désinfection.....	15
Figure 3: Etapes de la coloration au bleu de méthylène	34
Figure 4: Méthode d'ensemencement pour la réalisation d'un test d'antibiogramme.....	38
Figure 5: Prélèvement des surfaces dans les services hospitaliers et des dispositifs médicaux	39
Figure 6: La méthode d'ensemencement des cadrans.....	41
Figure 7: Observation microscopique des hématies et des leucocytes	44
Figure 8: Observation microscopique des levures	44
Figure 9: Observation microscopique des cellules rénales.....	44
Figure 10: Observation microscopique des lymphocytes	45
Figure 11: Observation microscopique des polynucléaires	45
Figure 12: Colonies de <i>Staphylococcus aureus</i> sur GN.....	46
Figure 13: Colonies de <i>Klebsiella pneumoniae</i> sur GN.....	46
Figure 14: Colonies de <i>Staphylococcus blanc</i> sur GN.....	46
Figure 15: Colonies de <i>Proteus vulgaris</i> sur GN	46
Figure 16: Colonies de <i>Pseudomonas aeruginosa</i> sur GN	47
Figure 17: Colonies de <i>E.coli</i> sur milieu Hektoen.....	47
Figure 18: Colonies de <i>Staphylococcus aureus</i> sur milieu Chapman	47
Figure 19: Bacilles à Gram négatif	48
Figure 20: Cocci à Gram positif	48
Figure 21: Observation microscopique après coloration au bleu de méthylène	49
Figure 22: Résultat de la galerie biochimique classique de <i>Klebsiella pneumoniae</i>	51
Figure 23: Résultat de la galerie biochimique classique de <i>E.coli</i>	51
Figure 24: Résultat de la galerie biochimique classique de <i>Proteus vulgaris</i>	52
Figure 25: Résultat de la galerie biochimique classique de <i>Pseudomonas aeruginosa</i>	52
Figure 26: Résultat de la galerie biochimique classique de <i>Acinetobacter spp</i>	52
Figure 27: Test catalase positif	56
Figure 28: Résultat du test coagulase positive de <i>Staphylococcus aureus</i>	56
Figure 29: Antibiogramme d' <i>Escherichia coli</i>	57
Figure 30: Antibiogramme de <i>Staphylococcus aureus</i>	58
Figure 31: Antibiogramme <i>Pseudomonas aeruginosa</i>	58
Figure 32: Résultats des cultures avant désinfection	61
Figure 33: Résultats des cultures après désinfection	62
Figure 34: Évolution annuelle du nombre de germes responsables d'infections nosocomiales....	69
Figure 35: Répartition selon les services	70
Figure 36: Répartition selon la nature des prélèvements	71

Figure 37: Répartition des patients selon le sexe.....	72
Figure 38: Répartition des germes isolés	74
Figure 39: Répartition des entérobactéries selon leur résistance aux antibiotiques.....	77
Figure 40: Répartition des bactéries non fermentaires selon leur résistance aux antibiotiques.....	79
Figure 41: Répartition des staphylocoques selon leur résistance aux antibiotiques	81
Figure 42: Répartition des échantillons selon le résultat de la culture	82
Figure 43: Répartition des germes isolés	83
Figure 44: Répartition des bactéries isolées selon le Gram	84
Figure 45: Répartition des microorganismes isolés dans les examens cytobactériologiques des urines et du pus	85

Liste des tableaux

Tableau 1: Principales familles de désinfectants utilisées à l'hôpital selon le spectre d'activité.....	16
Tableau 2: Principales familles de désinfectants utilisées à l'hôpital selon l'utilisation et mode d'action	17
Tableau 3: les Propriétés physico-chimiques du Peroxyde d'hydrogène	21
Tableau 4: Le spectre d'activité et le mécanisme d'action du Peroxyde d'hydrogène	22
Tableau 5: les Propriétés physico-chimiques de steranios.....	25
Tableau 6: Propriétés physico-chimiques du steranios.....	26
Tableau 7: Familles d'antibiotiques testés	37
Tableau 8: Sites de prélèvement : surfaces et dispositifs médicaux	40
Tableau 9: Caractères biochimiques des différents germes isolés	54
Tableau 10: Profil bactériologique des bactéries isolées	54
Tableau 11: Antibiogramme des bactéries identifiées à partir de différents prélèvements.....	59
Tableau 12: Résultats de la désinfection avant et après application des deux désinfectants utilisés sur différentes	63

Introduction

Introduction

Le mot « nosocomial » est d'origine grecque, dérivant de « *nosos* » signifiant maladie, et de « *komein* » qui signifie soigner. Ensemble, ils donnent « *nosokomein* », terme désignant l'hôpital. Les infections nosocomiales sont causées par des agents pathogènes contractés par les patients au cours de leur séjour dans un établissement de soins, tel qu'un hôpital.

Ces infections ne concernent pas uniquement les malades hospitalisés : elles peuvent également toucher le personnel médical (infirmiers, médecins), les aides-soignants, les visiteurs, ainsi que toute personne en contact avec l'environnement hospitalier, comme les commerçants, livreurs ou agents de sécurité. La majorité de ces infections se manifestent cliniquement alors que les patients sont encore hospitalisés. Selon la littérature, environ dix pour cent des personnes hospitalisées, soit près de quatre millions de patients, contractent une infection nosocomiale. Ces infections constituent donc une part importante des maladies infectieuses humaines. (**Ait sai et Alaoui, 2020**) Actuellement, le terme « infections associées aux soins de santé » est de plus en plus utilisé pour désigner les infections contractées à la suite d'un séjour prolongé dans un établissement de soins. Ces infections représentent un risque majeur pour la santé publique. Un patient est considéré comme infecté lorsque des agents pathogènes sont détectés dans des liquides biologiques ou dans un site normalement stérile. Le personnel soignant peut lui aussi être concerné, puisqu'il peut contracter ces infections dans le cadre de son activité professionnelle, ce qui en fait également une victime potentielle de la nosocomialité. (**Oudjdi et al., 2023**)

La reconnaissance du caractère nosocomial d'une infection revêt une importance capitale, dans la mesure où elle conditionne la stratégie thérapeutique, en particulier face à la résistance fréquente des agents pathogènes aux antibiotiques. Certaines infections nosocomiales sont soumises à un dispositif de déclaration obligatoire, tandis que la surveillance épidémiologique d'autres types est vivement recommandée, dans une optique d'amélioration continue des pratiques de soins. À ce titre, la prévention des infections nosocomiales s'impose comme un objectif prioritaire en matière de santé publique.

Dans ce contexte, le respect rigoureux des règles d'hygiène et l'utilisation appropriée de désinfectants sont des leviers essentiels dans la lutte contre les infections nosocomiales. Cependant, l'efficacité réelle des désinfectants utilisés en milieu hospitalier peut être compromise par plusieurs facteurs : mauvaise utilisation, dilution inadéquate, ou encore résistance croissante de certaines souches bactériennes. Il devient donc impératif de surveiller non seulement la

Introduction

présence de bactéries dans les différentes zones hospitalières, mais aussi d'évaluer continuellement l'efficacité des produits désinfectants utilisés.

Dans ce contexte, notre étude vise à approfondir la compréhension des infections nosocomiales à travers une triple approche, articulée autour des objectifs suivants :

-Isoler et identifier les agents pathogènes responsables d'infections nosocomiales à partir de différents liquides biologiques, dans plusieurs services hospitaliers.

-Evaluer l'efficacité de deux désinfectants utilisés à l'EPH Abdelkader Ben Chérif : un spray professionnel à base de peroxyde d'hydrogène et un désinfectant de haut niveau dans le milieu médical, testés en conditions réelles sur les surfaces hospitalières et les dispositifs médicaux.

-Analyser les données recueillies au sein des registres du laboratoire de bactériologie afin d'établir une étude statistique des données microbiologiques.

- Une analyse rétrospective couvrant la période 2016–2024, permettant d'identifier les tendances d'évolution.
- Une analyse prospective de janvier à mai 2025, permettant d'observer les résultats en temps réel.
- L'étude prend en compte les types de germes isolés ainsi que leur profil de résistance aux antibiotiques, permettant une évaluation ciblée de la situation microbiologique.

Cette approche combinée vise à améliorer la connaissance des profils bactériens impliqués, à évaluer l'efficacité des pratiques actuelles de désinfection, et à proposer des recommandations fondées sur des données fiables en vue de renforcer la prévention des infections nosocomiales.

Synthèse Bibliographique

Chapitre I : Les infections nosocomiales

1. Définition

L'infection nosocomiale se définit comme une infection contractée au sein d'un établissement de santé, en particulier à l'hôpital, et dont l'apparition survient généralement après un délai minimal de 48 heures après l'admission du patient. Ce critère temporel permet de distinguer ces infections de celles d'origine communautaire, qui sont déjà en incubation ou présentes au moment de l'entrée du patient et, de ce fait, ne sont pas considérées comme nosocomiales, même si elles peuvent ensuite se transmettre à d'autres personnes hospitalisées (Benamrouche et Bounemra, 2021 ; Fousseyn, 2022 ; Aid Radja et al., 2024).

Sur le plan étymologique, le terme « nosocomial » dérive du grec *nosos* signifiant « maladie » et *komein* signifiant « soigner », ainsi que du latin *nosocomium*, traduisible par « maladie de l'hôpital » (Fousseyn, 2022).

Selon l'Autorité Nationale de Surveillance Hospitalière, une infection nosocomiale est une affection locale ou systémique qui résulte d'une réaction défavorable de l'organisme à un agent infectieux ou à ses toxines, et dont les signes cliniques étaient absents lors de l'admission, excluant ainsi toute infection en incubation à cette date (Aid Radja et al., 2024).

Par ailleurs, la conceptualisation moderne de l'infection nosocomiale a connu une évolution vers une acceptation plus large, englobant désormais toute infection en lien avec un acte de soin, une procédure médicale ou l'environnement hospitalier. Cette évolution a conduit à l'adoption du terme plus global d'infection associée aux soins (IAS), qui reflète mieux la diversité des contextes dans lesquels de telles infections peuvent survenir (Bouakkaz et al., 2022).

2. Origine des germes responsables des infections nosocomiales

2.1. Flore saprophyte du patient

La majorité des micro-organismes responsables des infections chez les patients hospitalisés proviennent des patients eux-mêmes. Les individus porteurs de plaies purulentes, d'infections latentes ou de bactéries pathogènes, ainsi que les porteurs sains, constituent un réservoir potentiel de germes infectieux. La flore commensale, principalement située dans l'intestin et l'oropharynx, ainsi que les patients traités par antibiotiques, représentent des sources importantes de bactéries multi-résistantes, susceptibles de provoquer des infections. L'intestin en particulier constitue un environnement propice au transfert de plasmides de résistance, en raison de la diversité des espèces microbiennes présentes dans le microbiote intestinal, qui sont réceptives à ces plasmides (Beggar, 2023).

2.2. Personnel soignant

La contamination en milieu de soins peut survenir par l’intermédiaire du personnel soignant, qui transmet les agents pathogènes d’un patient à un autre à travers ses instruments ou ses mains contaminées (**Madi et Djema, 2019**). Il incombe donc à chaque soignant la responsabilité de protéger le patient contre ces microorganismes, fréquemment présents dans l’environnement hospitalier et véhiculés principalement par les mains du personnel, mais aussi retrouvés chez les patients et dans leur environnement (**Zerari et Djekouadio, 2014**).

2.3. Environnement hospitalier

Le rôle de l’environnement hospitalier en tant que réservoir ou source potentielle d’infections nosocomiales est désormais largement reconnu. Bien que ce rôle soit secondaire par rapport aux réservoirs humains et à la transmission manuportée, il demeure une source de contamination significative. Un patient peut en effet contracter une infection nosocomiale à partir de divers éléments de l’environnement, tels que l’eau ou l’air, notamment lors de travaux effectués au sein de l’établissement de soins.

Les micro-organismes se développent sur les surfaces sous forme de communautés complexes et interactives, pouvant ainsi constituer un réservoir d’infection. La formation de biofilms leur confère une protection significative contre de nombreux agents antimicrobiens, rendant leur élimination plus difficile (**Zerari et Djekouadio, 2014**).

3. Modes de transmission

3.1. Auto-infection

Le principal réservoir des germes responsables des infections nosocomiales (IN) est constitué par le patient lui-même, qui peut s’infecter avec ses propres flores ou microbiotes. Cette population microbienne inclut la flore résidente normale ou modifiée, ainsi que la flore transitoire acquise au cours de l’hospitalisation. Cette flore « endogène » est diverse et variée, composée majoritairement du microbiote intestinal, mais également de la flore cutanée et muqueuse (**Bouamama et Mammeri, 2022**).

3.2. Xéno-infection

Ces infections peuvent se manifester sous forme endémique ou épidémique au sein de la population extrahospitalière. Les agents infectieux sont souvent importés dans l’hôpital par les patients, le personnel soignant ou les visiteurs, qu’ils soient déjà infectés ou en phase d’incubation. Ces agents se transmettent par

voie aérienne, par contact direct ou indirect, et trouvent dans l'hôpital un environnement propice à leur propagation, avec des individus particulièrement vulnérables et des conditions de transmission facilitées. Lorsque la maladie infectieuse constitue le principal motif d'hospitalisation, des mesures immédiates d'isolement peuvent être mises en place. Toutefois, dans certains cas, l'infection peut être indépendante du motif d'hospitalisation (**Bouamama et Mammeri, 2022**).

3.3. Hétéro-infection

L'hétéro-infection désigne la transmission d'un agent infectieux d'un patient à un autre, entraînant ainsi une infection croisée ou hétéro-infection. Bien que l'agent infectieux soit rarement transmis par contact direct ou par voie aérienne, il est fréquemment véhiculé par le personnel soignant, notamment par ses mains et/ou ses instruments de travail. Ce phénomène est communément appelé infection manuportée ou infection transmise par le matériel d'exploration ou de soin (**Benayache, 2022**).

3.4. Exo-infection

Cette forme étiologique résulte d'erreurs techniques qui entraînent un contact entre le patient et les agents pathogènes, malgré les précautions censées être mises en place pour les protéger. Une stérilisation inadéquate, une ventilation stérile défectueuse ou une eau contaminée peuvent être des causes sous-jacentes de cette transmission (**Azzouz, 2015**).

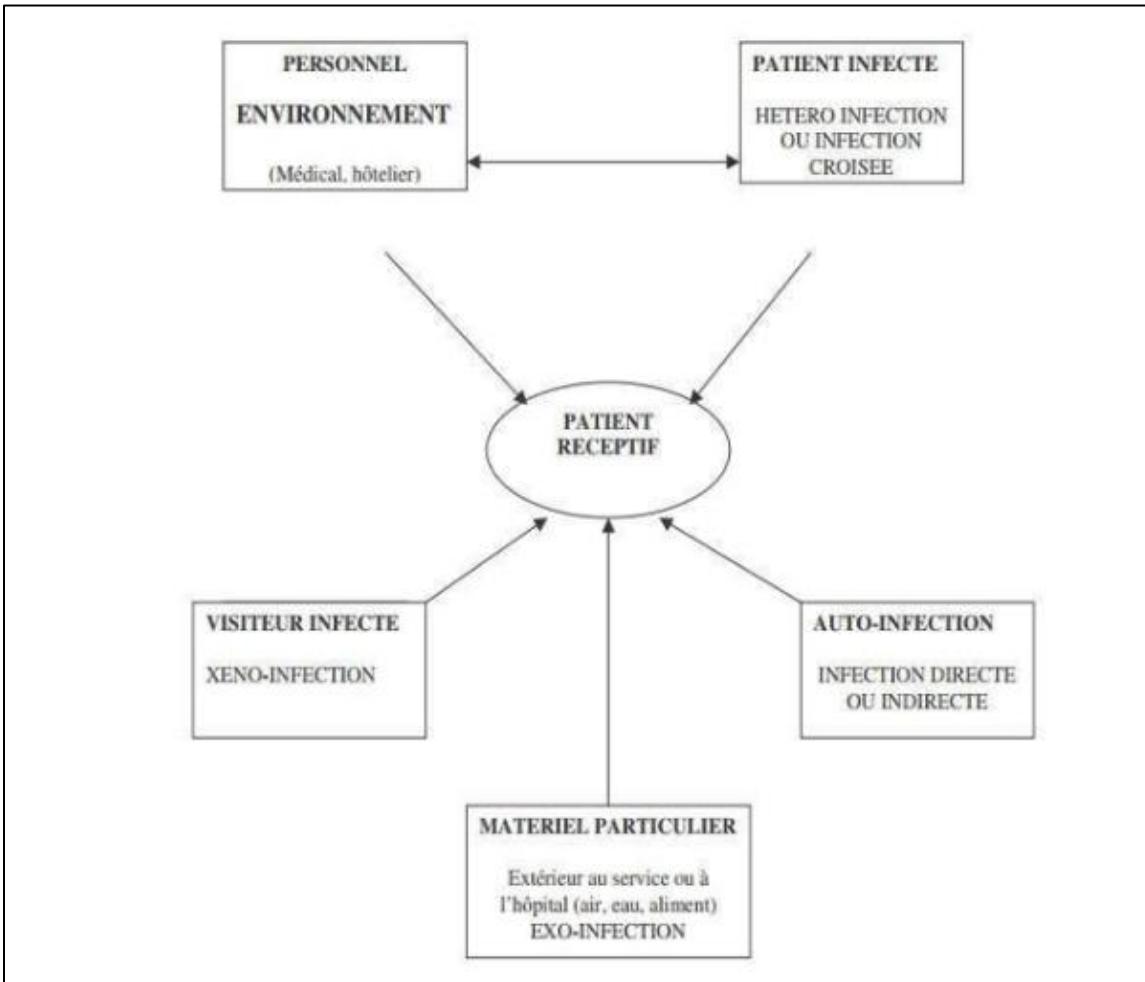


Figure 1: Organigramme de la transmission des infections nosocomiales (**Saiah, 2023**)

4. Les facteurs de risque

L'acquisition d'infections nosocomiales dépend de multiples facteurs classés en deux grandes catégories : les facteurs intrinsèques, liés au patient, et les facteurs extrinsèques, liés à l'environnement hospitalier, aux pratiques de soins et aux agents pathogènes.

4.1. Les facteurs de risque intrinsèques (liés au patient)

- **Âge** : Extrêmes d'âge (moins d'un an et plus de 65 ans) associés à une immunité diminuée (**Hamza et al., 2009**).
- **État nutritionnel** : Dénutrition et obésité altérant les défenses immunitaires (**Hamza et al., 2009**).
- **Sexe** : Influence du sexe sur la fréquence de certaines infections (ex. infections urinaires chez la femme, bactériémies chez l'homme) (**Mchich, 2002**).

- **Pathologies aiguës motivant l'hospitalisation** : polytraumatismes, brûlures, et autres atteintes graves augmentant la vulnérabilité infectieuse (**Hamza et al., 2009**).
- **Maladies chroniques** : Diabète, HTA, neuropathies, affections vasculaires ou dialyse (**Mekhloufi et Benabdelmalek, 2019**).
- **Déficit immunitaire** : Immunodépression liée à un cancer, une maladie auto-immune ou un traitement immunosuppresseur (**Foughali et Meghezzi, 2023**).

4.2. Les facteurs de risque extrinsèques

- **Les actes invasifs**

L'exposition à des gestes invasifs tels que le sondage vésical, le cathétérisme périphérique ou central, la ventilation mécanique ou encore les interventions chirurgicales, augmente le risque d'infections nosocomiales, en particulier lorsque les dispositifs sont maintenus de manière prolongée (**Zerari et Dje kouadio, 2014**).

- **Les agents microbiens**

La simple présence de micro-organismes pathogènes ne suffit pas à provoquer une infection. La survenue d'une infection dépend également de leur virulence, de leur résistance aux agents anti-infectieux, de leur charge infectieuse, et de l'état du patient (**Hassani et Debbache, 2023**).

- **L'environnement hospitalier**

Les établissements de santé rassemblent des patients infectés et vulnérables, favorisant la transmission croisée. Une densité élevée de personnes dans un espace restreint augmente ce risque. Par ailleurs, le non-respect des règles d'asepsie, le défaut d'hygiène (standards et précautions complémentaires), la configuration architecturale inadaptée, une mauvaise gestion des déchets ou une hygiène défaillante des installations sanitaires sont autant de facteurs favorisant la dissémination des agents infectieux (**Hassani et Debbache, 2023**).

5. Les infections nosocomiales les plus fréquentes

5.1. Infections urinaires

Les infections urinaires représentent la forme la plus courante des infections nosocomiales, représentant entre 20 et 50 % des cas selon les études (**Riege, 2003**). Bien qu'elles soient généralement associées à une morbidité plus faible comparée à d'autres localisations, elles peuvent dans certains cas évoluer vers une bactériémie grave, voire fatale (**Ducel et al., 2002**).

Ces infections sont souvent liées à des gestes médicaux ou chirurgicaux sur l'appareil urogénital, en particulier le sondage vésical. Elles peuvent être asymptomatiques, notamment chez les patients sondés de manière prolongée, ou symptomatiques, se manifestant sous forme d'infection urinaire basse, de pyélonéphrite, voire de bactériémie (**Cheballah et al., 2020**).

Le diagnostic repose sur la détection de leucocyturie et de bactéries dans les urines. Chez le patient non sondé, une bactériurie significative est définie par une concentration supérieure à 10^5 CFU/ml, tandis qu'un seuil plus bas (10^4 voire 10^3 CFU/ml) est acceptable chez les patients sondés (**Benamrouche et Bounemra, 2021**). Les agents pathogènes fréquemment en cause incluent *Escherichia coli*, *Enterococcus spp*, d'autres entérobactéries, *Pseudomonas aeruginosa* et les *Staphylocoques*. Dans plus de la moitié des cas, l'origine de l'infection est endogène (**Riege, 2003**).

5.2. Pneumopathies nosocomiales

Les pneumopathies nosocomiales, ou pneumonies acquises à l'hôpital, se développent au moins 48 heures après l'admission, excluant ainsi les cas en incubation au moment de l'hospitalisation (**Sanjay, 2024**). Parmi elles, les pneumonies associées à la ventilation mécanique représentent la forme la plus sévère et la plus fréquente, notamment en unités de soins intensifs, avec une incidence avoisinante 15 % chez les patients ventilés (**Hassani et Debbache, 2023**).

Leur diagnostic repose sur des signes cliniques (fièvre récente, expectoration purulente) et radiologiques (opacités infiltrantes progressives), renforcé par l'isolement microbiologique de germes à partir de prélèvements bronchiques obtenus via fibroscopie (**Ducel et al., 2002**). Ces infections peuvent entraîner des complications sévères telles qu'une insuffisance respiratoire aiguë, un choc septique, une prolongation de l'hospitalisation et une mortalité importante, variant entre 13 et 70 % selon les cas (**Groenendijk et al., 2019**).

Les germes impliqués sont souvent multirésistants : *Staphylococcus aureus* (y compris les souches résistantes à la méthicilline), *Pseudomonas aeruginosa*, *Klebsiella spp*, *Acinetobacter spp*, *Enterobacter spp*, *Escherichia coli*, ainsi que plus rarement *Legionella pneumophila* (**Groenendijk et al., 2019**).

5.3. Infections du site opératoire (ISO)

Les infections du site opératoire sont des complications fréquentes des actes chirurgicaux, pouvant apparaître dans les 30 jours suivant l'intervention (ou plus tard en cas d'implantation de matériel étranger) (**Anonyme 1**). Leur survenue est souvent liée à une contamination qui apparaît pendant

l'acte opératoire avec une origine soit exogène (air, matériel, personnel soignant), soit endogène (flore cutanée ou viscérale du patient) (**Ducel et al., 2002**).

Cliniquement, elles se traduisent par un écoulement purulent, une inflammation locale ou une cellulite extensive autour de la plaie ou du site de drainage. Elles sont classées en deux types : infections superficielles, touchant la peau, les muqueuses et les tissus sous-cutanés ; et infections profondes, impliquant les organes ou les cavités anatomiques situées au niveau ou en dessous de l'aponévrose (**Zerari et Dje kouadio, 2014**).

La confirmation repose sur la présence de pus dans les différentes couches opératoires, que ce soit au niveau de l'incision ou des organes internes concernés (**Cheballah et al., 2020**). Les ISO figurent parmi les infections associées aux soins les plus fréquentes.

5.4. Bactériémies nosocomiales

Les bactériémies nosocomiales représentent l'une des formes les plus graves d'infections associées aux soins, avec un taux de mortalité variant de 21 à 69 % selon les études. Elles sont également responsables d'un allongement significatif du séjour hospitalier et d'une augmentation des coûts de prise en charge (**Hassoun et al., 2012**).

Leur incidence est en progression, en particulier pour les souches multirésistantes de *Staphylococcus* et *Candida spp. Coagulase-négatifs*. La bactériémie peut provenir d'un point d'insertion d'un cathéter ou se développer sans signe d'infection locale visible, notamment par colonisation intravasculaire du dispositif (**Ducel et al., 2002**).

Elle est dite nosocomiale lorsqu'elle est confirmée par hémoculture après 48 heures d'hospitalisation, en présence de signes cliniques évocateurs (hyperthermie, frissons, choc septique). Elle peut être primaire (sans foyer infectieux identifié) ou secondaire (associée à une autre infection localisée) (**Cheballah et al., 2020**).

5.5. Autres infections

- **Les infections cutanées et des tissus mous** surviennent notamment en présence de plaies ouvertes (ulcères, escarres, brûlures) et peuvent évoluer vers des formes systémiques (**Ducel et al., 2002**).
- **La gastro-entérite** nosocomiale est fréquente chez l'enfant (souvent à rotavirus), tandis que *Clostridium difficile* est l'agent principal chez l'adulte dans les pays industrialisés (**Ducel et al., 2002**).

D'autres localisations incluent les sinusites, les infections ORL, les infections oculaires (notamment conjonctivites), ainsi que les infections gynécologiques post-partum comme l'endométrite (**Ducel et al., 2002**).

6. Agents pathogènes responsables des infections nosocomiales

6.1. Les bactéries

6.1.1. Les bactéries commensales

Les bactéries commensales, naturellement présentes dans la flore normale des individus en bonne santé, jouent un rôle essentiel dans la protection contre les microorganismes pathogènes en empêchant leur colonisation. Toutefois, dans certaines situations, notamment lorsque les défenses immunitaires de l'hôte sont affaiblies, ces bactéries peuvent devenir pathogènes. À titre d'exemple, *les staphylocoques cutanés coagulase-négatifs* sont impliqués dans les infections liées aux cathéters vasculaires, tandis que *Escherichia coli*, habituellement présente dans la flore intestinale, est l'un des agents les plus courants des infections urinaires (**Guefaifia et al., 2017**).

6.1.2. Les bactéries pathogènes

Les bactéries pathogènes possèdent une virulence intrinsèque élevée, leur permettant de provoquer des infections, qu'elles soient sporadiques ou épidémiques, indépendamment de l'état immunitaire du patient.

- **Les bactéries à Gram positif**

- *Staphylococcus aureus* se distingue par sa capacité à coloniser la peau et les fosses nasales, aussi bien chez les patients que chez le personnel soignant. Elle est responsable d'un large spectre d'infections : pulmonaires, ostéo-articulaires, cardiaques et sanguines, avec une fréquence élevée de résistance aux antibiotiques (**Ducel et al., 2002**).
- Les *streptocoques bêta-hémolytiques*, dont l'habitat naturel est le pharynx mais également la peau, font partie de la flore commensale du tube digestif et de la cavité buccale. Ils sont aussi des agents pathogènes importants chez l'homme (**Benamrouche et al., 2021**).

- **Les bactéries à Gram négatif**

Les bacilles, sont responsables de 60 à 80 % des infections nosocomiales identifiées (**Zerari et Dje kouadio, 2014**).

- *Les entérobactéries* telles que *Escherichia coli*, *Klebsiella sp*, *Proteus spp*, *Enterobacter sp*, et *Serratia marcescens* peuvent coloniser différents sites en cas d’immunodépression ou en présence de dispositifs invasifs comme les cathétters, canules ou sondes urinaires. Certaines souches présentent également une multirésistance préoccupante (**Ducel et al., 2002**).
- *Pseudomonas spp.*, fréquemment isolées dans l’eau et les milieux humides, peuvent coloniser le tractus digestif des patients hospitalisés, contribuant à des infections nosocomiales complexes (**Ducel et al., 2002**).

6.1.3. Les bactéries multirésistantes (BMR)

Les bactéries multirésistantes (BMR) constituent un enjeu majeur dans la lutte contre les infections nosocomiales. Elles sont définies comme des bactéries devenues résistantes à plusieurs classes d’antibiotiques du fait de l’accumulation de mécanismes de résistance naturels et acquis, ce qui limite les options thérapeutiques disponibles. Ces bactéries peuvent être responsables d’infections communautaires (comme *Streptococcus pneumoniae* ou les bacilles de la tuberculose) ou nosocomiales. Parmi les plus préoccupantes figurent *Staphylococcus aureus* résistant à la méticilline (SARM) et les entérobactéries productrices de β-lactamases à spectre étendu (EBLSE), qui allient fort potentiel pathogène et capacité de dissémination dans la population générale (**Cherafa et Ziadi chibane, 2017**).

6.2. Les champignons

Les champignons connaissent une émergence notable en tant qu’agents pathogènes nosocomiaux, avec une fréquence croissante au cours des dernières années. Deux genres sont particulièrement concernés : *Aspergillus*, dont la source est exogène (l’air ambiant véhiculant en permanence des millions de spores ou conidies), et *Candida*, dont l’origine peut être endogène (flore digestive) ou provenir de solutions contaminées, telles que les collyres ou les liquides de nutrition parentérale (**Lemsanni, 2016**).

6.3. Les parasites

Bien que moins fréquents, sont également à l’origine de certaines infections nosocomiales. *Plasmodium* peut être transmis lors des transfusions sanguines, tandis que *Sarcoptes scabiei*, agent de la gale, est responsable d’infestations cutanées en milieu hospitalier. *Pneumocystis carinii* (aujourd’hui classé parmi les champignons sous le nom de *Pneumocystis jirovecii*) est un agent

opportuniste majeur, notamment en néonatalogie et chez les patients immunodéprimés (**Oubihi, 2015**). Ces infections parasitaires peuvent évoluer de manière grave, voire fatale, chez les sujets immunodéprimés (**Ducel et al., 2002**).

6.4. Les virus

Les virus sont responsables d'environ 5 % des infections hospitalières, bien que leur contribution semble encore sous-estimée (**Oubihi, 2015**). En milieu hospitalier, l'homme constitue le principal réservoir viral. Les voies de transmission les plus fréquentes incluent les voies gastro-intestinales, respiratoires, cutanéo-muqueuses, ainsi que le contact avec du sang, des liquides biologiques ou des tissus infectés (**Traoré et al., 2009**). Les virus impliqués dans les infections nosocomiales comprennent ceux des hépatites B et C (transmis par transfusions, dialyse, injections ou endoscopies), le virus respiratoire syncytial, les rotavirus et les entérovirus (transmis par contact main-bouche ou par voie féco-orale). D'autres virus comme le cytomégalovirus, le VIH, le virus Ebola, les virus grippaux, les virus de l'herpès et le virus varicelle-zona sont également transmissibles dans le cadre hospitalier (**Ducel et al., 2002**).

7. Épidémiologie

Les infections nosocomiales (IN) représentent un enjeu majeur de santé publique en raison de leur fréquence, de leur gravité et de leur impact socio-économique (**Fki et al., 2008**). Selon l'Organisation Mondiale de la Santé (OMS), dans les hôpitaux de soins aigus, 7 patients sur 100 dans les pays à revenu élevé et 15 sur 100 dans les pays à revenu faible ou intermédiaire contractent au moins une infection nosocomiale au cours de leur hospitalisation. En moyenne, une personne infectée sur dix en décède (**OMS, 2022**). Une étude multicentrique menée dans 27 hôpitaux a rapporté un taux de prévalence de 8,9 % de patients infectés et un taux d'IN de 10,5 %, avec une fréquence plus importante dans les hôpitaux non universitaires et de taille moyenne (**Amazian et al., 2010**). Les infections urinaires figuraient parmi les plus fréquentes, notamment dans les services de pédiatrie où la prévalence atteignait 11,3 %. Les germes les plus fréquemment isolés comprenaient *Escherichia coli* (17,2 %), *Staphylococcus aureus* (12,5 %), *Pseudomonas aeruginosa* et *Klebsiella pneumoniae* (9,2 % chacun) (**Amazian et al., 2010**).

Chapitre II : La désinfection en milieu hospitalier

1. Définition d'un désinfectant

Un désinfectant est un produit destiné à être appliqué sur des objets inanimés ou des surfaces, contenant au moins un principe actif doté de propriétés antimicrobiennes. Son activité est évaluée selon un système normatif reconnu, et il doit répondre aux exigences fondamentales de bactéricidie. Selon les caractéristiques spécifiques de chaque produit, il peut également présenter des propriétés supplémentaires telles que la fongicidie, la virucidie, la mycobactéricidie ou la sporicidie (**Bernard, 2015**). De nombreuses familles chimiques, regroupant divers composés, entrent dans la catégorie des désinfectants (**Marie, 2008**).

2. Définition de la désinfection

La désinfection désigne l'ensemble des procédés visant à réduire la charge microbienne à un niveau sans risque pour la santé, en recourant à des agents antimicrobiens qualifiés de désinfectants ou d'antiseptiques (**Bernard, 2015 ; Marie, 2008**). Elle peut être réalisée à l'aide de moyens chimiques ou physiques, notamment sur le matériel, les dispositifs médicaux et les surfaces. Parmi les méthodes utilisées, on retrouve l'essuyage, la pulvérisation, l'aérosolisation, la brumisation, l'immersion ou encore la circulation du produit à l'intérieur des dispositifs (**Bernard, 2015**).

3. Types de désinfection selon le domaine d'application

3.1. Désinfection des dispositifs médicaux

La classification des niveaux de désinfection est déterminée en fonction du type de matériel concerné, du risque infectieux associé et du spectre d'activité requis du désinfectant. Cette approche repose principalement sur la classification de Spaulding (**Bernard, 2015**).

3.1.1. Désinfection de haut niveau

La désinfection de haut niveau est requise pour les dispositifs médicaux destinés à être introduits dans le système vasculaire ou dans des tissus stériles, indépendamment de la voie d'accès. Ces dispositifs, classés comme « critiques », présentent un risque infectieux élevé. Ils doivent donc faire l'objet d'une stérilisation visant la destruction totale de tous les micro-organismes, y compris les spores. Toutefois, lorsqu'une stérilisation n'est pas réalisable, une désinfection de haut niveau est nécessaire, permettant l'élimination de tous les micro-organismes à l'exception d'un petit

nombre de spores bactériennes (**Bernard, 2015**). Parmi les exemples figurent les instruments chirurgicaux, les implants, les pinces à biopsie, les arthroscopes, les cystoscopes, le petit matériel utilisé pour les pansements ainsi que les endoscopes. Ce niveau de désinfection utilise des agents chimiques puissants tels que le glutaraldéhyde, l'ortho-phtalaldéhyde (OPA), le peroxyde d'hydrogène ou l'acide peracétique (**William et al., 2008**).

3.1.2. Désinfection de niveau intermédiaire

La désinfection de niveau intermédiaire concerne les dispositifs entrant en contact avec des muqueuses ou avec une peau superficiellement lésée. Ces dispositifs, classés comme « semi-critiques », exposent à un risque infectieux modéré et nécessitent une désinfection de niveau intermédiaire (**Bernard, 2015**). Ce traitement permet de détruire les bactéries végétatives, la majorité des virus et des champignons, bien qu'il puisse être insuffisant contre les spores bactériennes. Parmi les dispositifs concernés, on retrouve notamment les gastroscopes et les coloscopes. Les désinfectants utilisés à ce niveau incluent l'alcool éthylique à 70 %, les composés phénoliques ainsi que les solutions chlorées adaptées (**William et al., 2008**).

3.1.3. Désinfection de niveau bas

La désinfection de bas niveau s'applique aux dispositifs en contact avec la peau intacte des patients ou n'ayant aucun contact direct avec eux. Ces équipements, qualifiés de « non critiques », présentent un faible risque infectieux et nécessitent uniquement une désinfection de bas niveau pour garantir leur sécurité d'utilisation (**Bernard, 2015**). Ce type de désinfection élimine certaines bactéries, ainsi que divers virus et champignons, mais demeure inefficace contre les spores bactériennes et les mycobactéries. Les désinfectants utilisés comprennent les ammoniums quaternaires et les solutions chlorées à faibles concentrations. Parmi les exemples de dispositifs figurent les tensiomètres et les lits d'hôpital (**William et al., 2008**).

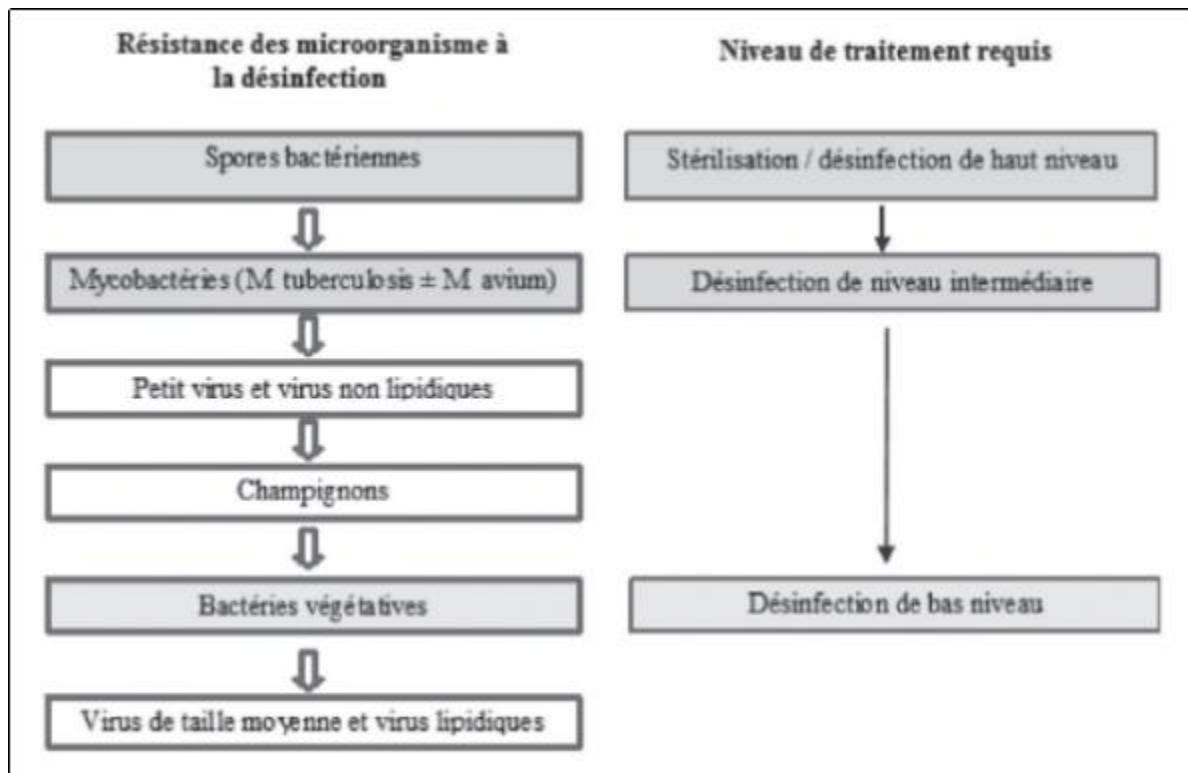


Figure 2: Champs d'action des différents niveaux désinfection (El harti ,2012)

3.2. Désinfection des surfaces hospitalières

La désinfection des surfaces hospitalières constitue un pilier fondamental de la prévention des infections associées aux soins et doit systématiquement être précédée d'un nettoyage soigneux permettant d'éliminer les matières organiques susceptibles de diminuer l'efficacité des désinfectants (OMS, 2016). Le choix des produits désinfectants repose sur des critères rigoureux, incluant leur efficacité microbiologique, leur compatibilité avec les matériaux, leur innocuité pour le personnel et le respect des temps de contact préconisés. Les surfaces fréquemment touchées, telles que les poignées de porte ou les plans de travail, nécessitent une désinfection au moins quotidienne, renforcée en cas de souillure visible ou d'activité élevée. La méthode d'application recommandée priviliege l'utilisation de chiffons ou lingettes imprégnées, afin de limiter la formation d'aérosols. Ces pratiques doivent s'inscrire dans un cadre structuré, reposant sur des protocoles écrits, la formation continue du personnel et un système d'audit régulier (OMS, 2016). Les principes généraux exigent d'abord un nettoyage à l'eau et au détergent, suivi de l'application d'un désinfectant adapté ; en l'absence de solutions hospitalières, l'hypochlorite de sodium à 0,1 % ou l'alcool à 70–90 % peuvent être utilisés pour la désinfection des surfaces (OMS, 2020).

4. Principales familles de désinfectants utilisées à l'hôpital

4.1. Selon le spectre d'activité

Tableau 1: Principales familles de désinfectants utilisées à l'hôpital selon le spectre d'activité (Aly abbara, 2025)

Famille de désinfectant \ Spectre d'activité	GRAM +	GRAM -	Myco-bactéries	Levures	Moissures	Virus nus	Virus enveloppés	Spores
Halogénés chlorés (eau de javel)	+	+	+	+	+	+	+	+
Aldéhydes (glutaraldéhyde...)	+	+	+	+	+	+	+	+
Oxydants (acide peracétique)	+	+	+	+	+	+	+	+
Biguanides	+	+	+/-	+	+/-	+/-	+	-
Alcools - (hexamidine)	+	+	+	+/-	+/-	+/-	+	-
Peroxyde d'hydrogène (H ₂ O ₂)	+	+	+	+	+	+	+	+
Phenols	AV	AV	AV	AV	AV	AV	AV	AV
Ammoniums quaternaires	+	+/-	-	+	+	+/-	+	-

- (+): Produits actifs
- (+/-): Produits inconstamment actifs
- (-): Produits inactifs
- (AV) : activité variable selon les composés

4.2. Selon l'utilisation et mode d'action

Tableau 2: Principales familles de désinfectants utilisées à l'hôpital selon l'utilisation et mode d'action
(Aly Abbara, 2025 ; Berrahal, 2025 ; Charles, 2021)

Famille de désinfectants	L'utilisation	Mode d'action
Halogénés	<p>Désinfection des surfaces propres : élimination des agents pathogènes sur des surfaces nettoyées.</p> <p>Désinfection des surfaces avec souillures organiques importantes : utilisation de désinfectants efficaces en présence de matières organiques.</p> <p>Désinfection des surfaces en laboratoire : application de méthodes strictes pour prévenir toute contamination croisée.</p>	<p>Destruction des protéines membranaires et chromosomiques (halogénéation) : modification chimique des structures des microorganismes pour les inactiver.</p>
Aldéhydes (glutaraldéhyde...)	<p>Désinfection des surfaces : élimination des agents pathogènes présents sur les surfaces.</p> <p>Désinfection des équipements et dispositifs médicaux : stérilité des instruments utilisés en milieu clinique.</p>	<p>Dénaturation des acides nucléiques et des protéines des micro-organismes : les désinfectants provoquent des altérations structurelles, inactivant ainsi les agents pathogènes.</p>
Oxydants (acide peracétique)	Désinfection des équipements médicaux dans les cliniques,	Production de radicaux libres : ces radicaux réagissent avec les

Chapitre II : La désinfection en milieu hospitalier

	<p>hôpitaux, cabinets médicaux et dentaires : processus essentiel pour prévenir les infections croisées en milieu médical.</p>	<p>lipides, les protéines et l'ADN des micro-organismes, entraînant leur dégradation et inactivation.</p>
Biguanides	<p>Pré-désinfection du matériel : étape préalable visant à réduire la charge microbienne avant la désinfection finale.</p> <p>Désinfection des lentilles cornéennes : application de méthodes de désinfection spécifiques pour prévenir les infections oculaires.</p> <p>Désinfection des locaux : traitement des surfaces et environnements pour éliminer les agents pathogènes.</p>	<p>Effet sur la paroi bactérienne : les désinfectants altèrent la paroi bactérienne et inhibent les enzymes.</p> <p>Précipitation des protéines et acides nucléiques : les désinfectants provoquent la précipitation de ces biomolécules, entraînant l'inactivation des micro-organismes.</p>
Alcools (hexamidine)	<p>Désinfection des surfaces (sprays) avec une teneur en désinfectant égale ou inférieure à 30% : application de sprays à faible concentration pour éliminer les agents pathogènes.</p>	<p>Dénaturation des protéines cytoplasmiques et membranaires : les désinfectants altèrent les protéines essentielles à la fonction cellulaire.</p> <p>Inhibition de la synthèse des acides nucléiques et des protéines : les désinfectants entravent la production de</p>

		matériel génétique et de protéines chez les micro-organismes.
Peroxyde d'hydrogène (H₂O₂)	<p>Désinfection des circuits de dialyse : processus essentiel pour prévenir la transmission d'infections durant le traitement rénal.</p> <p>Désinfection du matériel en chirurgie dentaire : nécessaire pour garantir la stérilité des instruments et éviter toute contamination croisée.</p> <p>Désinfection des lentilles de contact : importance d'une désinfection rigoureuse pour prévenir les infections oculaires.</p>	Peut être réalisée par la production d'hypochlorite ou de radicaux hydroxyles, qui attaquent et altèrent la membrane cellulaire des micro-organismes.
Ammoniums quaternaires	Pré-désinfection des dispositifs médicaux : étape initiale visant à réduire la charge microbienne avant la désinfection finale des dispositifs.	Le désinfectant se lie aux acides gras et aux groupes phosphates de la membrane cellulaire, provoquant une fuite des constituants cellulaires et entraînant la lyse de la cellule.

5. Critères de choix d'un désinfectant

5.1. Spectre d'action

Il est recommandé de privilégier des désinfectants à large spectre, capables d'agir efficacement contre une variété de microorganismes, incluant les bactéries, virus, champignons et spores.

5.2. Temps de contact

Le temps d'action du désinfectant doit être compatible avec les contraintes opérationnelles. Il convient de sélectionner des produits dont l'efficacité est garantie dans un délai raisonnable, sans compromettre la qualité du protocole d'hygiène.

5.3. Toxicité

Le choix d'un désinfectant doit tenir compte de son innocuité pour le personnel et les patients. Il est préférable d'opter pour des formulations ne contenant pas de substances toxiques ou irritantes pour la peau, les muqueuses ou les voies respiratoires.

5.4. Coût

Le coût du produit ne doit pas se limiter à son prix d'achat. Il convient d'évaluer le coût à l'usage, en tenant compte de la concentration, de la fréquence d'utilisation et de la surface traitée, afin d'optimiser les ressources disponibles (**Gaétan, 2025**).

Chapitre III : Étude des deux désinfectants Peroxyde d'hydrogène et Steranios

1. Peroxyde d'hydrogène

1.1. Description chimique

Le peroxyde d'hydrogène, communément appelé eau oxygénée, est une substance chimique de formule H₂O₂. C'est un liquide incolore, légèrement acide, qui joue un rôle essentiel dans de nombreuses applications, allant de la désinfection médicale à l'industrie textile (**Anonyme 2**).

1.2. Propriétés physico-chimiques

Tableau 3: les Propriétés physico-chimiques du Peroxyde d'hydrogène (**Anonyme 3**)

Catégorie	Propriété
Propriétés physiques	<ul style="list-style-type: none"> • Masse moléculaire: 34,017 g/mol. • Densité <ul style="list-style-type: none"> ➢ 1,11 g/cm³ à 20 °C dans une solution à 30 % (m/m). ➢ 1,450 g/cm³ à 20 °C pour le peroxyde d'hydrogène pur. • Point de fusion: -0,43 °C. • Point d'ébullition: 150, 2 °C. • Aspect <ul style="list-style-type: none"> ➢ Liquide bleu clair en solution diluée. ➢ Incolore à température ambiante. • Viscosité : Légèrement plus visqueux que l'eau en raison des liaisons hydrogène. • Miscibilité : Totalement miscible avec l'eau. • Solubilité <ul style="list-style-type: none"> ➢ Soluble dans les éthers et les alcools. ➢ Insoluble dans les solvants organiques apolaires.
Propriétés chimiques	<ul style="list-style-type: none"> • Comportement acido-basique : Classé comme un acide faible (pKa = 11,75). • Pouvoir oxydant <ul style="list-style-type: none"> ➢ Puissant agent oxydant utilisé dans le blanchiment et la désinfection. ➢ Capable d'oxyder l'ion ferreux (Fe²⁺) en ion ferrique (Fe³⁺).

Chapitre III : Étude des deux désinfectants Peroxyde d'hydrogène et Steranios

	<ul style="list-style-type: none"> • Réactivité <ul style="list-style-type: none"> ➢ Instable, se décompose rapidement en eau et oxygène en libérant de la chaleur. ➢ Peut provoquer une combustion spontanée au contact de matières organiques.
	<ul style="list-style-type: none"> • État d'oxydation <p>L'oxygène dans H₂O₂ possède un état d'oxydation anormal de -I.</p>
	<ul style="list-style-type: none"> • Dismutation <ul style="list-style-type: none"> ➢ Peut simultanément s'oxyder et se réduire (réaction de dismutation). ➢ Réaction favorisée par des catalyseurs (ex. : ion iodure, catalase enzymatique).
	<ul style="list-style-type: none"> • Formation par réaction <p>Généré par la réaction de certains oxydes métalliques alcalins avec l'eau (exemple : dioxyde de sodium).</p>
	<ul style="list-style-type: none"> • Rôle biologique <p>Agit comme agent de signalisation cellulaire à faibles concentrations dans les organismes supérieurs.</p>

1.3. Mécanisme d'action

Tableau 4: Le spectre d'activité et le mécanisme d'action du Peroxyde d'hydrogène (**Soi, 2018**)

Type de microorganisme	Activité	Mécanisme d'action du H ₂ O ₂
Bactéries	Bactéricide	Oxydation des doubles liaisons et groupes sulfhydryles des enzymes → dénaturation des protéines → mort cellulaire
Virus	Virucide	Dénaturation des protéines de la capsid → action sur le matériel génétique viral
Spores bactériennes	Sporicide	Désorganisation de l'acide dipicolinique → perte de résistance structurale
Champignons	Fongicide	Action oxydante sur les membranes cellulaires et les composants internes

1.4. Protocoles d'utilisation en milieu hospitalier

- Solution prête à l'emploi.
- Pulvériser directement sur la surface à traiter.
- Répartir la solution et laisser agir entre 5 et 30 minutes, selon l'effet antimicrobien souhaité.
- Ne pas rincer.
- Produit dangereux – respecter les précautions d'emploi.
- Porter des gants pour protéger les mains lors de l'utilisation.

1.5. Précautions d'emploi

- Stocker uniquement des quantités limitées de peroxyde d'hydrogène dans les ateliers, correspondant aux besoins d'une journée de travail.
- Utiliser exclusivement des réservoirs dotés d'évents munis de filtres, afin de permettre l'évacuation contrôlée de l'oxygène libéré par la décomposition du produit, tout en empêchant l'introduction de contaminants.
- Réaliser des inspections régulières des zones de stockage pour identifier toute anomalie, telle que la corrosion, la déformation des contenants ou une élévation anormale de température.
- Installer, à proximité immédiate et à l'extérieur des zones à risque, un point d'eau à fort débit ainsi que des équipements de protection adaptés, notamment des appareils respiratoires autonomes pour les situations d'urgence.
- Prévenir tout contact du produit avec la peau ou les yeux en utilisant les équipements de protection individuelle appropriés.
- Éviter l'inhalation des vapeurs ou des aérosols générés par le peroxyde d'hydrogène.
- Réaliser les opérations industrielles susceptibles de le permettre en système clos afin de limiter les émissions.
- Mettre en place une aspiration à la source des vapeurs émises, en complément d'un système de ventilation générale conforme aux exigences réglementaires.
- Limiter au strict nécessaire le nombre de personnes exposées aux solutions de peroxyde d'hydrogène.

Chapitre III : Étude des deux désinfectants Peroxyde d'hydrogène et Steranios

- Éviter toute émission dans l'atmosphère et procéder à une évaluation régulière de l'exposition des salariés à l'aide de méthodes appropriées de détection et de mesure dans l'air ambiant.
- Ne jamais effectuer de travaux à l'intérieur ou sur des cuves et réservoirs contenant, ou ayant contenu, du peroxyde d'hydrogène sans avoir pris toutes les précautions nécessaires.
- Assurer un nettoyage fréquent et rigoureux des locaux et des postes de travail afin de supprimer les sources potentielles de contamination et d'exposition (**Inrs, 2022**).

1.6. Risques d'utilisation du peroxyde d'hydrogène en milieu hospitalier

1.6.1. Risques cutanés et oculaires

Le contact avec des concentrations élevées de peroxyde d'hydrogène peut entraîner des brûlures chimiques de la peau ainsi que des irritations ou lésions oculaires. Il est impératif de porter des gants appropriés et des lunettes de protection lors de la manipulation de solutions contenant plus de 3 % de peroxyde d'hydrogène.

1.6.2. Risque en cas d'ingestion accidentelle

L'ingestion de peroxyde d'hydrogène peut provoquer des brûlures internes (notamment de l'œsophage), des douleurs abdominales et des vomissements. En cas d'ingestion, il ne faut pas chercher à faire vomir la personne. Il est crucial de consulter immédiatement un professionnel de santé.

1.6.3. Réactions chimiques dangereuses

Le peroxyde d'hydrogène peut réagir violemment au contact de substances inflammables, organiques ou de certains métaux. Sous l'effet de la chaleur ou en présence de catalyseurs métalliques, il peut entraîner des réactions explosives. Il ne doit jamais être mélangé avec des acides ou des produits contenant de l'ammoniac, au risque de libérer des gaz toxiques (**Lucan, 2024**).

2. Steranios

2.1. Description chimique

Steranios 2% est une solution prête à l'emploi à base de glutaraldéhyde à 2 % (exprimé en matière active), destinée à la désinfection à froid du matériel chirurgical, médical, endoscopique ou thermosensible (**Anonyme 4**).

La solution contient du glutaraldéhyde, des citrates de sodium pour le tamponnage, du Lansoft, de la coco bétaïne, du Complexin, de l'acide lactique ajusté jusqu'à un pH neutre, ainsi qu'un excipient et de l'eau, colorants et excipients biodégradables. Le produit se présente sous la forme d'une solution limpide, de couleur verte (**Anonyme 5**).

2.2. Propriétés physico-chimiques

Tableau 5: les Propriétés physico-chimiques de steranios (**Anonyme 5**)

Catégorie	Propriété
Propriétés physiques	<ul style="list-style-type: none"> • Couleur: verte • Odeur: caractéristique des aldéhydes • pH: 5,5 – 6,5 • Densité relative: environ 1,0 • Solubilité: soluble dans l'eau
Propriétés chimiques	<ul style="list-style-type: none"> • Stabilité <ul style="list-style-type: none"> ➢ Flacon non ouvert : 3 ans à partir de la date de production ➢ Flacon ouvert : 3 ans si correctement refermé ➢ Bain d'immersion : 30 jours (7 jours selon la réglementation française en cas de souillure) • Durée de conservation du bain de trempage : jusqu'à 7 jours • Compatibilité : compatible avec la majorité des matériaux utilisés en instrumentation chirurgicale, y compris les dispositifs thermosensibles. • Biodégradabilité : élevée pour les composants organiques et inorganiques

Chapitre III : Étude des deux désinfectants Peroxyde d'hydrogène et Steranios

2.3. Mécanisme d'action

Le Steranios 2 % agit sur un large spectre de micro-organismes avec une efficacité démontrée :

Tableau 6: Propriétés physico-chimiques du steranios (**Anonyme 5 ; Mosbah, 2023**)

Spectre d'action	cibles	Composant visé	Mécanisme d'action
Bactéricide	<i>Enterococcus hirae</i> , <i>Pseudomonas aeruginosa</i> <i>Staphylococcus aureus</i> <i>Klebsiella pneumoniae</i> (BLSE)	Paroi cellulaire, enzymes cytoplasmiques	Alkylation des protéines enzymatiques, dénaturation des structures cellulaires.
Fongicide	<i>Candida albican</i> <i>Aspergillus brasiliensis</i>	Membrane cellulaire, enzymes métaboliques	Dénaturation des protéines membranaires, altération de la perméabilité.
Mycobactéricide	<i>Mycobacterium terrae</i> <i>Mycobacterium avium</i>	Paroi lipidique, protéines internes	Dénaturation des enzymes, altération de la paroi lipidique.
Virucide	<i>Herpesvirus</i> <i>VIH-1</i> <i>Virus de l'hépatite B (HBV)</i>	Enveloppe lipidique, capside, ADN/ARN	Dénaturation des protéines virales et inactivation du génome.
Sporicide	<i>Clostridium difficile</i>	Membrane interne, ADN	Pénétration lente, alkylation des protéines internes et du matériel génétique.

2.4. Protocoles d'utilisation en milieu hospitalier

Après une pré-désinfection des instruments et un nettoyage avec une brosse en cas de nécessité pour enlever toute la salissure et résidus :

- Préparer un bain de trempage à 20°C avec la solution de désinfectant prête à l'emploi, selon vos besoins et la quantité des instruments.
- Laisser agir entre 20 minutes et 70 minutes pour les instruments chirurgicaux et le matériel endoscopique.
- Rincer abondamment avec une bonne qualité de l'eau de réseau ou avec de l'eau distillée.
- Sécher avec un chiffon propre.
- La conservation maximale du bain de trempage est de 7 jours (si ce n'est qu'il reste propre).

2.5. Précautions d'emploi

- Éviter tout contact avec les yeux, la peau et les vêtements.
- Ne pas respirer les vapeurs ou les aérosols du produit.

Chapitre III : Étude des deux désinfectants Peroxyde d'hydrogène et Steranios

- Utiliser uniquement dans des locaux bien ventilés ; en cas de ventilation insuffisante, porter un appareil de protection respiratoire conforme aux normes européennes (type A-P).
- Porter des gants de protection (nitrile ou butyle) résistants à la perméation chimique, avec une épaisseur minimale (0,4 mm pour le nitrile, 0,7 mm pour le butyle) et à changer dès tout signe de dégradation.
- Utiliser des lunettes de sécurité à protections latérales pour prévenir les éclaboussures oculaires.
- Se laver soigneusement le visage, les mains et toute partie exposée après manipulation.
- Ne pas laisser le produit entrer en contact avec le sol, les eaux de surface ou souterraines.
- Conserver le produit hors de portée des enfants, dans un récipient hermétiquement fermé et correctement étiqueté.
- Stocker entre 0 °C et 50 °C.
- Éliminer les déchets et contenants selon la réglementation locale, sans réutiliser les emballages vides.
- Réservé aux utilisateurs professionnels formés à la manipulation de produits désinfectants (**Anonyme 6**).

2.6. Risques associés à l'utilisation du produit

- Provoque des brûlures graves à la peau et aux yeux.
- Nocif en cas d'ingestion ou d'inhalation (risque de somnolence et vertiges).
- Très毒ique pour les organismes aquatiques, avec effets à long terme.
- Peut-être corrosif pour les métaux.
- Irritant cutané et oculaire sévère (**Maison, 2012**).

Matériel et méthodes

Présentation de l'étude

Cette étude a été réalisée à l'EPH Abdelkader Ben Chérif Ali Mendjeli, situé dans la wilaya de Constantine. Cet établissement comprend plusieurs services : la médecine interne, la chirurgie, la pédiatrie, la maternité, la radiologie et les urgences.

Le travail pratique relatif à ce mémoire a été effectué durant un stage de quatre mois au laboratoire de bactériologie de l'hôpital.

➤ **Les principaux objectifs assignés à cette étude sont :**

- Isoler et identifier des agents pathogènes à partir de divers liquides biologiques prélevés chez des patients hospitalisés dans différents services, dans le but de détecter et de caractériser les infections nosocomiales. Ce travail s'inscrit dans une démarche de surveillance microbiologique hospitalière visant à mieux comprendre l'épidémiologie de ces infections et à contribuer à l'amélioration des pratiques de prévention et de contrôle des infections associées aux soins.
- Evaluer l'efficacité, en conditions réelles d'utilisation, de deux désinfectants employés à l'EPH Abdelkader Ben Chérif : un spray à usage professionnel à base de peroxyde d'hydrogène et le Steranios, en testant leur action sur les surfaces hospitalières et les dispositifs médicaux, afin de déterminer leur performance dans la prévention des infections nosocomiales.
- Réaliser une analyse statistique combinant une approche rétrospective sur une période de neuf ans (2016 à 2024) et une analyse prospective couvrant les mois de janvier à mai 2025. Elle porte sur l'identification des germes en cause, les services hospitaliers concernés ainsi que les types de prélèvements.

I. Isolement et identification des germes à partir de différents liquides biologiques

1. Matériel

1.1. Matériel biologique

Les échantillons étudiés (liquides biologiques) ont été prélevés auprès de patients hospitalisés dans les différents services de l'hôpital.

1.2. Matériel non biologique

La culture bactérienne a été réalisée en utilisant différents types de milieux de culture, solides et liquides. Une sélection diversifiée d'appareils, de verrerie, de réactifs et de disques d'antibiotiques a également été utilisée pour mener à bien les analyses.

2. Méthodes

2.1. Examen direct

2.1.1. Examen cytobactériologique du pus (ECB du pus)

➤ Examen cytologique du pus

L'examen cytobactériologique du pus commence par une analyse cytologique entre lame et lamelle, observée au microscope optique avec un grossissement X40. L'estimation des leucocytes permet d'évaluer l'intensité de la réaction inflammatoire : leur présence est décrite selon une échelle semi-quantitative allant de très rares (1 leucocyte pour 3 à 4 champs) à très nombreux (présents en nappe). On recherche également la présence d'hématies, de cellules épithéliales, de levures ou d'autres éléments pathologiques. Un frottis est ensuite coloré (coloration de Gram et de bleu de méthylène), puis lu au microscope optique à l'objectif X100, afin d'identifier les micro-organismes présents et d'orienter le diagnostic microbiologique.

➤ Mise en culture

L'écouillon est directement ensemencé ou déchargé dans 0,5 ml de bouillon nutritif (BN). Ensuite, 2 à 3 gouttes sont ensemencées sur les milieux sélectifs appropriés : GS, Hektoen et Chapman, suivis d'une incubation à 37°C.

2.1.2 Examen cytobactériologique des urines

➤ Examen cytologique des urines

L'examen commence par la préparation des urines, qui doivent être homogénéisées afin d'assurer une bonne représentativité de l'échantillon. Le prélèvement est ensuite réalisé à l'aide d'une pipette Pasteur. L'analyse cytologique est effectuée par lecture sur cellule de Malassez, ce qui permet de dénombrer les éléments figurés tels que les leucocytes, les hématies et les cellules épithéliales. On peut également observer la présence de différentes formes de bactéries (Cocci, bacilles, etc.), afin de détecter une éventuelle infection urinaire.

➤ **Mise en culture**

Pour la réalisation de l'ECBU, les urines totales doivent être préalablement homogénéisées. Un volume déterminé est ensuite prélevé à l'aide d'une pipette Pasteur. Deux cultures sont alors effectuées de manière systématique : la première est une culture avec dilution, selon la méthode simplifiée de Véron (technique de l'anse calibrée). Elle consiste à ajouter deux gouttes d'urine à 10 ml d'eau distillée stérile, suivie d'une homogénéisation. Deux gouttes de cette dilution sont ensuite ensemencées en râteau sur une boîte de GN, puis incubées à 37 °C. La seconde est une culture sans dilution, réalisée par ensemencement direct sur une boîte HKT, également incubée à 37 °C.

2.1.3. Hémoculture

La détection de micro-organismes circulants dans le sang repose sur la réalisation d'une hémoculture. Celle-ci commence par le prélèvement d'un flacon spécifique, qui doit être homogénéisé par agitation afin d'assurer une répartition uniforme des éventuels germes présents. Le flacon est ensuite placé en incubation à 37 °C dans une étuve. Une surveillance quotidienne est effectuée afin de détecter précocement tout signe de croissance microbienne.

➤ **Mise en culture**

En cas de signes de croissance dans le flacon (trouble, hémolyse, caillot...), un repiquage est effectué sur trois milieux de culture : gélose au sang cuit (GSC), gélose Hektoen et gélose Chapman, afin d'isoler les bactéries potentiellement responsables de l'infection.

2.1.4. Examen cytobactériologique du Liquide Céphalo-Rachidien (LCR)

➤ **Examen cytologique**

L'examen cytobactériologique du liquide céphalo-rachidien comprend une étude quantitative et une étude qualitative.

L'étude quantitative repose sur le dénombrement des leucocytes à l'aide d'une lame de Nageotte. Deux gouttes de LCR sont préalablement mélangées à du bleu acétique dans un tube à hémolyse, puis déposées sur la lame de Nageotte. Après un temps de repos de 10 minutes, l'observation est effectuée au microscope optique à un grossissement de $\times 40$. Le résultat est exprimé en éléments par mm^3 , calculé soit en divisant le nombre de leucocytes observés dans quatre bandes par cinq, soit en prenant la moyenne de trois bandes et en la multipliant par 0,8. Une formule leucocytaire

est également établie, précisant la proportion de polynucléaires neutrophiles (PN) et de lymphocytes.

L'étude qualitative est réalisée après centrifugation du LCR. Le culot est utilisé pour la préparation d'un frottis destiné à une coloration de Gram et du bleu de méthylène, permettant ainsi la mise en évidence des micro-organismes et l'orientation du diagnostic étiologique.

➤ **Mise en culture**

La culture du liquide céphalo-rachidien (LCR) s'effectue sur un échantillon homogénéisé et doit impérativement être réalisée avant l'examen cytobactériologique. Onensemence 2 à 3 gouttes par inondation sur une boîte GSC préchauffée en étuve, enrichie avec un supplément polivitaminé et placée sous atmosphère enrichie en CO₂. Si le LCR est trouble ou présente une cytologie riche, un bouillon d'enrichissement cœur-cervelle est ajouté pour augmenter les chances de mise en évidence bactérienne. L'incubation est maintenue entre 24 et 48 heures à 37°C.

2.2. Identification bactérienne

2.2.1. Examen bactériologique

➤ **Observation macroscopique**

Après l'isolement des germes sur les milieux de culture, la première étape de l'identification consiste en une observation macroscopique des colonies bactériennes. Cette analyse visuelle permet d'évaluer plusieurs critères caractéristiques. On observe la forme des colonies, qui peut être ronde ou irrégulière, ainsi que le contour, qui peut présenter des bords lisses, réguliers ou au contraire irréguliers, dentelés, voire déchiquetés, avec parfois des prolongements en "tête de méduse". Le relief est également noté : colonie bombée, semi-bombée ou plate. Le centre de la colonie peut être surélevé ou ombiliqué (en creux). La taille est estimée en mesurant le diamètre de la colonie. D'autres critères comme la couleur, le degré d'opacité (opaque, translucide, transparente) et l'aspect de surface (lisse, rugueux ou muqueux) complètent cette description. Ces éléments sont essentiels pour orienter l'identification du germe en laboratoire (**Bouarour et Kaabeche, 2024**).

➤ Examens microscopiques

L'examen microscopique constitue un outil fondamental en bactériologie. Il permet d'orienter le diagnostic, de guider le traitement et d'assurer une prise en charge adaptée des patients (**Belouahad *et al.*, 2025**).

Cette technique repose sur l'observation directe des bactéries dans divers échantillons biologiques. Elle peut se faire sans coloration, par la méthode de l'état frais (observation entre lame et lamelle), ou avec coloration, telle que la coloration au bleu de méthylène ou la coloration de Gram (**Bestandji et Medaci, 2016**).

⌚ État frais

L'examen à l'état frais permet, d'observer les bactéries vivantes, leur mobilité. Il permet d'apprécier la forme des bactéries (Cocci, bacilles...), leur disposition (amas, diplocoques, chaînettes...) (**Bouarour et Kaabeche, 2024**).

- **Technique**

Devant le bec benzène, une goutte de suspension bactérienne, préparée avec de l'eau physiologique à l'aide d'une pipette Pasteur ou d'une anse de platine stérile, est déposée sur une lame. Une lamelle est ensuite appliquée délicatement en l'inclinant à 45°, puis la lecture est effectuée au microscope optique à l'objectif X40.

⌚ Coloration de Gram

La coloration de Gram est une double coloration permettant de déterminer la forme, l'arrangement, la pureté, ainsi que la nature biochimique de la paroi des cellules purifiées. Elle repose sur la capacité des bactéries à fixer le cristal violet. Les bactéries Gram positif, dépourvues d'enveloppe externe, retiennent le colorant, tandis que les bactéries Gram négatif, qui possèdent une telle enveloppe, se décolorent lors du lavage à l'éthanol (**Boussema, 2020**). Ces différences de coloration traduisent des variations biochimiques dans la structure pariétale des deux types de bactéries.

- **Technique**

→ Préparation d'un frottis

1. Prélever quelques colonies et les suspendre dans de l'eau physiologique afin d'obtenir une suspension bactérienne ajustée à 0,5 unité de MacFarland.

2. Étaler la suspension sur une lame en effectuant des mouvements circulaires.
3. Fixer le frottis en le séchant près du bec Bunsen, puis laisser sécher à l'air libre.

→ **Coloration**

1. Couvrir le frottis avec du violet de gentiane pendant 1 minute, puis éliminer l'excès de colorant et rincer à l'eau.
2. Fixer la coloration avec du lugol pendant 1 minute, puis rincer à l'eau.
3. Décolorer avec de l'alcool à 90° pendant quelques secondes, puis rincer immédiatement.
4. Recolorer avec de la fuchsine pendant environ 30 secondes.
5. Éliminer le colorant, laver abondamment à l'eau, égoutter et laisser sécher.

→ **Observation**

Observer le frottis en immersion au microscope optique avec un objectif à fort grossissement (X100).

⌚ **Coloration au Bleu de Méthylène**

La coloration au bleu de méthylène constitue une technique simple et couramment utilisée pour l'observation microscopique des bactéries. Après avoir réalisé le frottis bactérien, incluant l'étalement homogène de l'échantillon et sa fixation à la flamme afin d'assurer l'adhérence des cellules à la lame, on procède à la coloration proprement dite. La lame est placée sur un support adéquat, puis entièrement recouverte de bleu de méthylène. Le colorant est laissé en contact avec le frottis durant une période d'une à trois minutes, permettant ainsi la pénétration du colorant dans les structures cellulaires. Après ce temps, la lame est rincée doucement à l'eau distillée afin d'éliminer l'excès de colorant, puis égouttée sans frottement pour ne pas altérer le frottis. Elle est ensuite délicatement tamponnée à l'aide de papier absorbant et laissée à sécher complètement à l'air libre. L'observation microscopique est effectuée à l'objectif à immersion (x100), avec l'ajout d'une goutte d'huile à immersion, en veillant à utiliser un éclairage intense et un diaphragme largement ouvert afin d'obtenir une image claire et contrastée des éléments bactériens colorés (**Anonyme 7**).

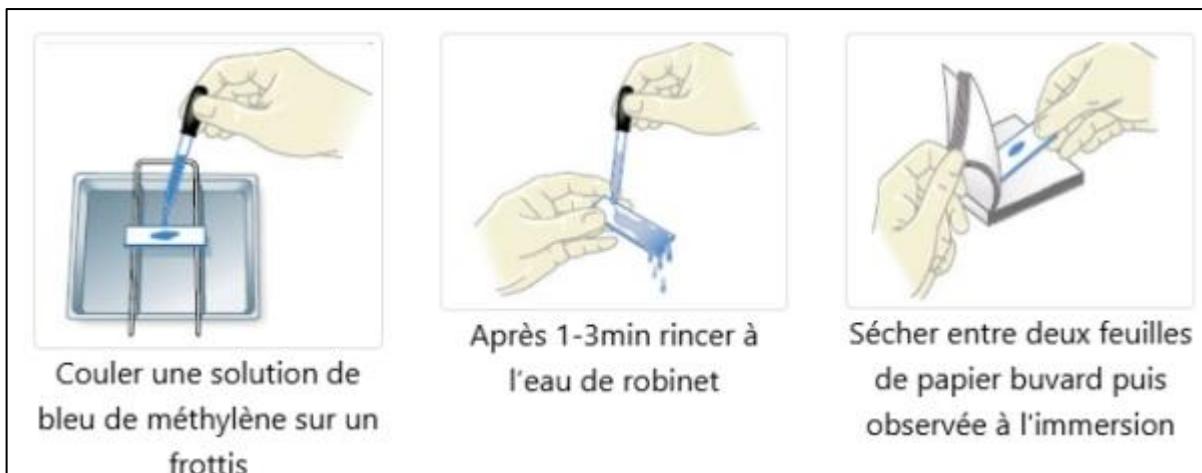


Figure 3: Etapes de la coloration au bleu de méthylène (**Anonyme 7**)

2.2.2. Les examens biochimiques

➤ Galerie biochimique classique

Une série de tests biochimiques permet d'identifier les propriétés métaboliques spécifiques des différentes espèces bactériennes, telles que la production d'enzymes et la fermentation de sucres (**Nouichi, 2024**).

Une suspension bactérienne, préparée à partir d'une colonie isolée, est utilisée pour ensemencer les différents milieux de la galerie classique.

⌚ Milieu TSI

Le milieu TSI (Triple Sugar Iron) est un milieu différentiel solide, principalement utilisé pour l'identification biochimique des *entérobactéries*. Il permet d'évaluer la capacité d'une bactérie à fermenter le glucose, le lactose et le saccharose, à produire du gaz, ainsi qu'à produire de l'hydrogène sulfuré (H_2S) (**Madi et Djema, 2019**).

La mise en culture se fait par ensemencement en surface combiné à une piqûre centrale, suivie d'une incubation à 37 °C pendant 24 heures.

⌚ Milieu Mannitol-Mobilité

Le milieu Mannitol Mobilité est utilisé pour l'identification des *entérobactéries*. Il permet d'évaluer trois caractères : la fermentation du mannitol, la mobilité bactérienne et l'activité nitrate réductase (réduction des nitrates en nitrites) (**Nouichi, 2024 ; Madi et Djema, 2019**).

L'ensemencement se fait à l'aide d'une pipette de Pasteur par une piqûre centrale, suivi d'une incubation à 37 °C pendant 24 heures.

⌚ Milieu Citrate de Simmons

Certaines *entérobactéries* possédant l'enzyme citratase sont capables d'utiliser le citrate comme unique source de carbone. Ce milieu permet de démontrer cette capacité, et le plus couramment utilisé est la gélose citrate de Simmons (**Zerari et Dje kouadio, 2014**).

Un ensemencement en surface a été réalisé, suivi d'une incubation à 37 °C pendant 24 heures.

⌚ Milieu Clark et Lubs

Le milieu Clark et Lubs est un milieu liquide utilisé pour différencier les bactéries de la famille *des Enterobacteriaceae* selon leur voie fermentaire du glucose, à l'aide des tests biochimiques du rouge de méthyle (RM) et de Voges-Proskauer (VP) (**Boussena, 2020**).

→ **Le test RM (rouge de méthyle)** : permet de détecter la fermentation du glucose en acides mixtes par acidification du milieu glucosé.

→ **Le test VP (Voges-Proskauer)** : Ce test permet la mise en évidence de la fermentation butanediolique du glucose par la détection de l'acétoïne, un produit neutre, en présence d' α -naphtol et d'une base forte (**Boussena, 2020**).

L'ensemencement est réalisé en déposant quelques gouttes de la suspension bactérienne sur le milieu de culture, suivi d'une incubation à 37 °C pendant 24 heures ; les réactifs sont ensuite ajoutés lors de la lecture des résultats.

⌚ Milieu Urée-Indole

Le milieu de culture urée-tryptophane, ou urée indole, est utilisé pour l'identification des *entérobactéries*. Il permet de mettre en évidence l'hydrolyse de l'urée par une uréase, la production d'indole par la tryptophanase, ainsi que la présence de la tryptophane désaminase (T.D.A.) (**Madi et Djema, 2019**).

L'ensemencement est réalisé en déposant quelques gouttes de la suspension bactérienne sur le milieu de culture, suivi d'une incubation à 37 °C pendant 24 heures. La lecture de l'uréase est effectuée directement, tandis que les réactifs sont ajoutés lors de la lecture des résultats : le réactif de Kovacs pour la recherche de l'indole, et le réactif TDA pour la détection de la tryptophane désaminase.

➤ Examens complémentaires

Des tests d'orientation rapides sont réalisés en fonction du résultat de la coloration de Gram et des caractères morphologiques et culturaux.

⌚ Test catalase

La catalase est une enzyme présente chez la majorité des bactéries aérobies strictes et des anaérobies facultatifs. Elle catalyse la dégradation du peroxyde d'hydrogène (H_2O_2) en eau et en oxygène ($\frac{1}{2}O_2 + H_2O$), avec dégagement gazeux. Ce test est fondamental pour différencier les bactéries à Gram positif, notamment *les staphylocoques* (catalase positive) *des streptocoques* (catalase négative) (**Bouarour et Kaabeche, 2024**).

- **Technique :** Déposer quelques gouttes d'eau oxygénée dans un tube sec, ajouter une colonie pure à l'aide d'une pipette Pasteur flammée, puis observer.
- **Lecture:**
 - Dégagement gazeux : souche catalase positive.
 - Absence de dégagement gazeux : souche catalase négative.

⌚ Test coagulase

La coagulase est une enzyme capable d'induire la coagulation du plasma sanguin. La détection d'une activité coagulase libre chez une souche de *Staphylococcus* constitue un critère diagnostique essentiel pour l'identification de *Staphylococcus aureus* (**Madi et Djema, 2019**).

- **Technique :** Prélever des colonies à l'aide d'une pipette Pasteur stérile, les déposer dans 0,5 ml de sérum, puis incuber pendant 2 heures.
- **Lecture:**
 - Agglutination visible : souche coagulase positive (*Staphylococcus aureus*).
 - Absence d'agglutination : souche coagulase négative (*S. blanc*)

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

La sensibilité des souches bactériennes aux antibiotiques a été évaluée par la méthode de diffusion en gélose selon la technique des disques, sur milieu Mueller-Hinton (MH), conformément aux recommandations de l'European Committee on Antimicrobial Susceptibility Testing (EUCAST, 2016) (**Madi et Djema, 2019**). Cette méthode permet d'apprécier simultanément l'efficacité de

plusieurs antibiotiques sur une souche donnée. Elle est systématiquement associée à l'identification des bactéries potentiellement pathogènes (**Bouarour et Kaabeche, 2024**).

Le tableau suivant présente la liste des antibiotiques testés.

Tableau 7: Familles d'antibiotiques testés

<i>Entérobactéries</i>	<i>Staphylocoques</i>	<i>BNF</i>	<i>Streptocoques</i>
<ul style="list-style-type: none"> • Ampicilline • Gentamicine • Amoxicilline + Acide clavulanique • Amikacine • Céfazoline • Colistine • Céfoxitine • Chloramphénicol • Céfotaxime • Furans • Aztréoname • Acide nalidixique • Imipénem • Ciprofloxacine • Méropénem • Triméthoprime + Sulfaméthoxazole • Ertapénem • Fosfomycine 	<ul style="list-style-type: none"> • Pénicilline • Vancomycine • Oxacilline • Teicoplanine • Céfoxitine • Triméthoprime + Sulfaméthoxazole • Gentamicine • Chloramphénicol • Amikacine • Rifampicine • Acide fusidique • Tétracycline • Érythromycine • Ofloxacine • Clindamycine • Ciprofloxacine • Lévofloxacine • Pristinamycine • Fosfomycine 	<ul style="list-style-type: none"> • Ticarcilline • Gentamicine • Ticarcilline + Acide clavulanique • Amikacine • Piperacilline • Tobramycine • Piperacilline + Tazobactam • Netilmicine • Ceftazidime • Fosfomycine • Aztréoname • Ciprofloxacine • Imipénem • Lévofloxacine • Méropénem • Colistine 	<ul style="list-style-type: none"> • Pénicilline • Lévofloxacine • Ampicilline • Ofloxacine • Céfotaxime • Vancomycine • Érythromycine • Chloramphénicol • Clindamycine • Rifampicine • Pristinamycine • Tétracycline • Gentamicine

➤ Principe

Des disques de papier imprégnés d'une concentration standardisée d'antibiotique sont déposés à la surface d'une gélose Mueller-Hinton, préalablement ensemencée avec un inoculum calibré issu d'une culture pure de la souche étudiée. Après incubation, on mesure les zones d'inhibition autour

des disques. Ces diamètres sont ensuite comparés aux seuils critiques de sensibilité définis pour chaque antibiotique afin de déterminer la classification clinique de la souche (**Bouarour et Kaabeche, 2024**).

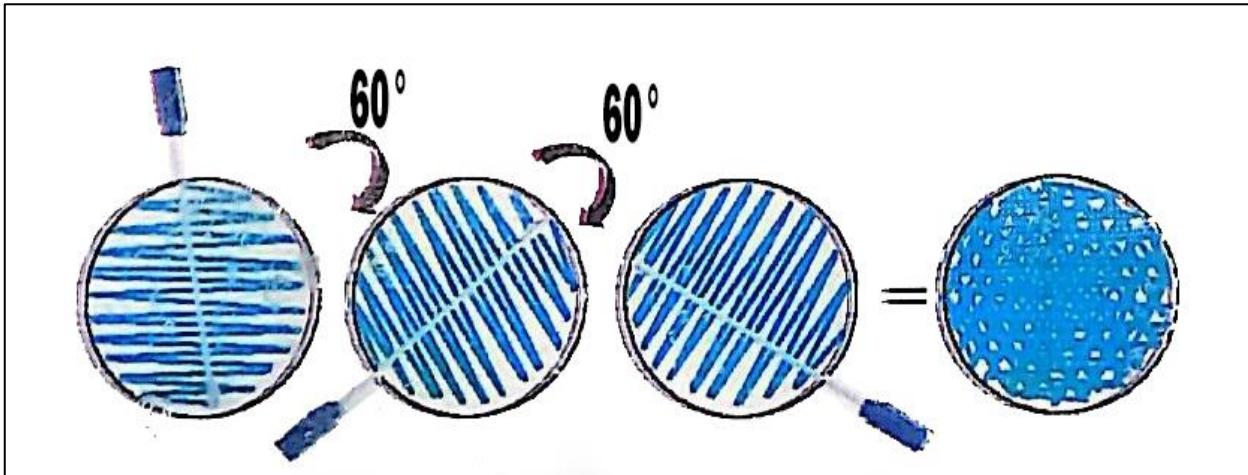


Figure 4: Méthode d'ensemencement pour la réalisation d'un test d'antibiogramme

➤ Technique

- À partir d'une culture pure de 18 heures sur milieu d'isolement, préparer une suspension bactérienne ajustée à une opacité équivalente à 0,5 selon l'échelle de McFarland.
- À l'aide d'un écouvillon stérile, prélever l'inoculum, l'essorer contre la paroi interne du tube pour éliminer l'excès de liquide, puis ensemencer uniformément la surface de la gélose MH en réalisant des stries serrées.
- Répéter l'opération trois fois, en pivotant la boîte de 60° à chaque passage. Terminer l'ensemencement en passant l'écouvillon le long du bord de la gélose.
- Déposer les disques d'antibiotiques à l'aide d'une pince stérile, en s'assurant qu'ils soient bien espacés (maximum 6 disques pour une boîte de 90 mm). Écarter tout disque humide ou mal conservé.
- Incuber les boîtes à 37 °C pendant 18 à 24 heures.
- Après l'incubation, mesurer avec précision les diamètres des zones d'inhibition observées. Ces mesures doivent être comparées aux diamètres critiques définis par les normes du CASFM (Comité de l'Antibiogramme de la Société Française de Microbiologie). En fonction de cette comparaison, la souche bactérienne est ensuite classée dans l'une des trois catégories cliniques : sensible, intermédiaire ou résistante (**Bouarour et Kaabeche, 2024**).

II. Évaluation de l'efficacité des désinfectants Peroxyde d'hydrogène et Steranios sur les surfaces hospitalières et les dispositifs médicaux

1. Prélèvements à partir des surfaces hospitalières et des dispositifs médicaux

Le prélèvement à partir des surfaces hospitalières et des dispositifs médicaux a été réalisé à l'aide d'un écouvillon stérile, préalablement humidifié avec de l'eau physiologique stérile. Les échantillons ont été collectés avant et après désinfection, en respectant les différents temps de contact appliqués selon les protocoles en vigueur au sein de l'établissement de santé. Pour chaque site, deux répétitions ont été effectuées à chaque étape (avant et après la désinfection), afin d'assurer la fiabilité et la reproductibilité des résultats.

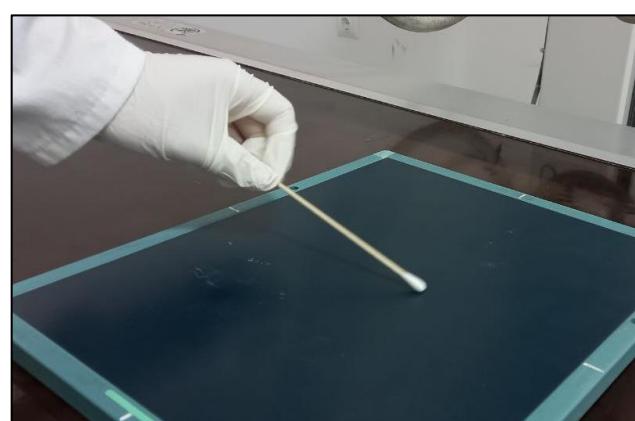


Figure 5: Prélèvement des surfaces dans les services hospitaliers et des dispositifs médicaux

Tableau 8: Sites de prélèvement : surfaces et dispositifs médicaux

N°	Service	Site de prélèvement	Temps de contact	Désinfectant utilisé
1	Radiologie	Cassette de radiographie	Direct et 1 min	Spray à usage professionnel
2	Radiologie	Sonde d'échographie	Direct et 1 min	Spray à usage professionnel
3	Bactériologie	Paillasse de travail	Direct	Spray à usage professionnel
4	Chirurgie	Réducteur	20 min	Steranios
5	Chirurgie	ciseaux chirurgicaux	5 min	Steranios
6	Chirurgie	Lit	1 min	Spray à usage professionnel
7	Pédiatrie	Lit de la salle de soins	1 min	Spray à usage professionnel
8	Pédiatrie	Bras de lit	1 min	Spray à usage professionnel

2. Mise en culture

Après chaque prélèvement, les écouvillons sont ensemencés sur des milieux de culture. Les milieux sont préparés à l'avance en les maintenant dans des boîtes de Pétri après les avoir dissous à une température de 95 °C au bain-marie, puis laissés à refroidir devant le bec Bunsen. Trois types de gélose ont été utilisés :

- **TSA (Tryptone Soy Agar)** : milieu nutritif polyvalent permettant la croissance d'une grande variété de bactéries, aussi bien aérobies qu'anaérobies, incluant les germes exigeants et non exigeants (**Anonyme 8**).
- **Gélose Hektoen** : milieu sélectif et différentiel, utilisé pour l'isolement des bactéries entériques pathogènes, notamment les entérobactéries à Gram négatif (**Anonyme 9**).

- **Gélose Chapman** : milieu sélectif utilisé principalement pour la détection des staphylocoques et autres germes halophiles tels que les *Micrococcus*, *Enterococcus* et *Bacillus* (**Anonyme 10**).

L'ensemencement a été réalisé en étalant soigneusement l'écouvillon sur les milieux à l'aide de la méthode des stries serrées et parallèles, afin d'obtenir des colonies isolées facilement identifiables. Les boîtes ont ensuite été incubées à 37 °C pendant 24 à 48 heures.

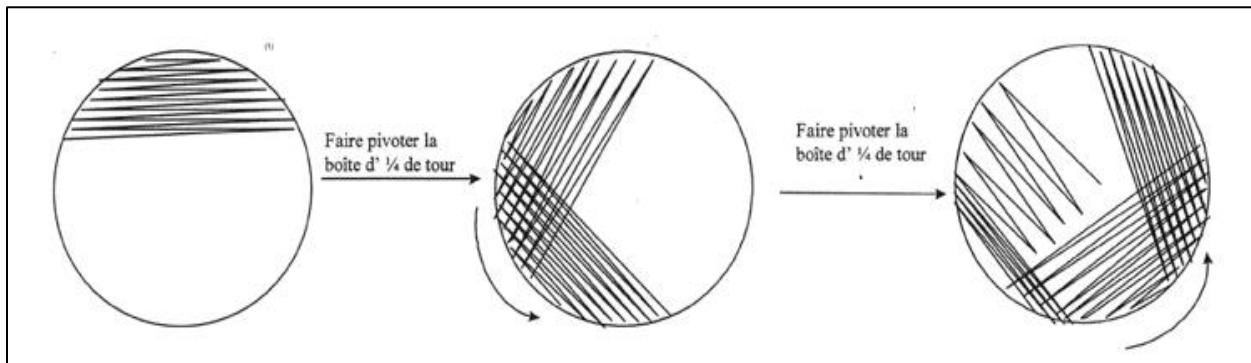


Figure 6: La méthode d'ensemencement des cadrants

3. Lecture des résultats

La lecture des résultats de détermination de l'efficacité des désinfectants utilisés sur les surfaces hospitalières et les dispositifs médicaux repose sur l'observation de la présence ou de l'absence de croissance microbienne après application du produit. Un résultat est considéré comme **négatif** lorsque aucune croissance microbienne n'est détectée, traduisant une efficacité du désinfectant ; à l'inverse, il est dit **positif** lorsqu'une croissance est observée, indiquant une inefficacité ou une action partielle du désinfectant testé.

III. Etude statistique

L'étude statistique repose sur deux volets : une étude rétrospective, réalisée sur une période de neuf ans allant de 2016 à 2024, à partir des données extraites des fiches de résultats des antibiogrammes ; et une étude prospective couvrant la période de janvier jusqu'au 29 mai 2025, à partir des données recueillies dans les registres de réception du laboratoire.

L'analyse a porté sur la relation entre les germes responsables des infections nosocomiales, les services hospitaliers concernés et les types de prélèvements effectués.

1. Critères d'inclusion

- Patients hospitalisés dans les différents services pendant la période d'étude (rérospective et/ou prospective).
- Patients ayant fait l'objet d'un ou plusieurs prélèvements microbiologiques (écouvillon, hémoculture, urine, etc.) documentés dans les registres.
- Prélèvements effectués **à partir de 48 heures après l'admission**, afin de respecter le délai minimum pour qualifier une infection de nosocomiale.
- Dossiers avec informations cliniques, microbiologiques et contextuelles suffisamment complètes (service, date de prélèvement, type d'infection, germe isolé, etc.).

2. Critères d'exclusion

- Patients pris en charge ou hospitalisés moins de 48 heures.
- Infections documentées **avant ou dans les 48 premières heures** d'hospitalisation (considérées comme communautaires).
- Prélèvements sans identification d'un agent pathogène ou considérés comme contaminants (ex : flore polymorphe banale, germes commensaux hors contexte clinique).
- Données incomplètes ou non exploitables (ex : absence de date, de service ou de diagnostic associé).
- Prélèvements effectués dans un contexte non infectieux (ex : prélèvements de contrôle, pré-opératoires systématiques).

Résultats et discussion

Cette partie présente les résultats obtenus au cours de cette étude, qui vise à isoler et identifier les bactéries responsables d'infections à partir de différents liquides biologiques provenant de patients hospitalisés dans les différents services de l'établissement hospitalier, à évaluer l'efficacité de certains désinfectants utilisés dans le milieu hospitalier, et à analyser statistiquement des données provenant des registres du laboratoire de Bactériologie sur une période rétrospective et prospective.

L'analyse des données microbiologiques a permis de mettre en évidence la diversité des agents pathogènes isolés, leur fréquence selon les types de prélèvements, ainsi que leur répartition par service hospitalier. Les résultats des tests d'efficacité des désinfectants sont également présentés, permettant de juger de leur pouvoir antimicrobien face aux germes les plus fréquemment isolés. Enfin, les tendances dégagées à partir de l'analyse statistique rétrospective (2016–2024) et prospective (janvier–mai 2025) permettent d'établir une vision globale de l'évolution des infections nosocomiales dans l'établissement étudié.

Les résultats obtenus sont discutés à la lumière des données de la littérature, afin de les confronter aux études antérieures, d'en dégager les implications cliniques et hygiéniques, et d'en tirer des recommandations éventuelles pour l'amélioration des pratiques de prévention et de contrôle des infections.

I. Isolement et identification des germes à partir de différents liquides biologiques

1. Examen direct

1.1. Examen cytologique des urines et du pus

L'examen à l'état frais des urines et du pus permet de détecter plusieurs éléments significatifs, tels que les leucocytes, les hématies et les germes bactériens dans les deux types d'échantillons. Dans certains cas, il est également possible d'observer des levures et d'autres formes cellulaires, comme les cellules rénales dans les urines.

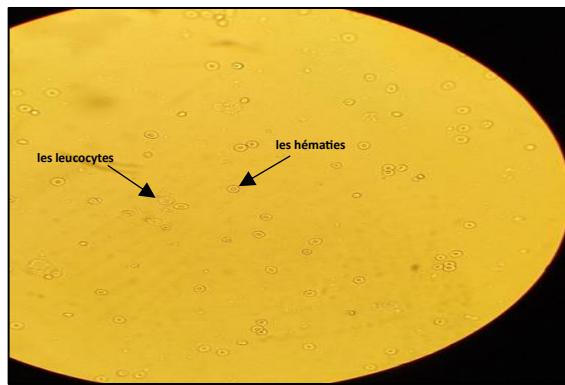


Figure 7: Observation microscopique des hématies et des leucocytes



Figure 8: Observation microscopique des levures

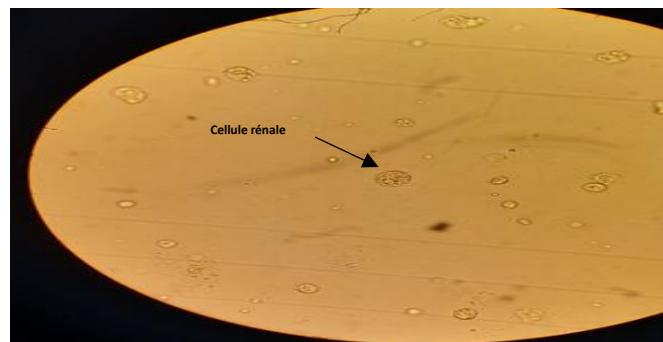


Figure 9: Observation microscopique des cellules rénales

1.2. Examen cytologique du liquide céphalo-rachidien (LCR)

L'examen à l'état frais du LCR, réalisé au bleu d'acétique et observé au microscope optique, a permis de détecter la présence de plusieurs éléments, notamment les lymphocytes, les polynucléaires, ainsi que d'autres éléments tels que les hématies et les germes.

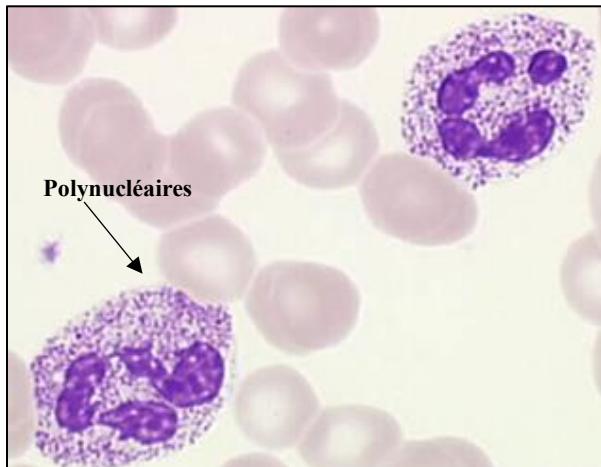


Figure 11: Observation microscopique des polynucléaires (**Anonyme 11**)

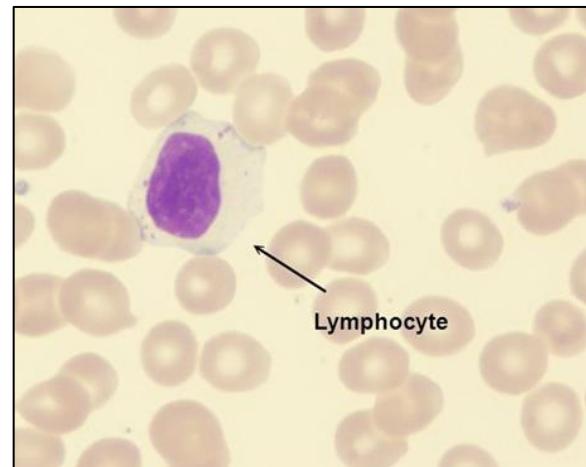


Figure 10: Observation microscopique des lymphocytes (**Anonyme 12**)

2. Tests d'identification des bactéries à partir des différents liquides biologiques

2.1. Observation macroscopique

La description macroscopique des colonies constitue la première étape du diagnostic bactérien. Après l'isolement des souches à partir de différents prélèvements, plusieurs caractéristiques ont été observées.

L'aspect des colonies varie en fonction du type de milieu, de la durée et de la température d'incubation.

Les caractères macroscopiques notés incluent :

- **La forme** : colonies rondes, irrégulières ou envahissantes.



Figure 12: Colonies de *Staphylococcus aureus* sur GN



Figure 13: Colonies de *Klebsiella pneumoniae* sur GN



Figure 14: Colonies de *Staphylococcus blanc* sur GN



Figure 15: Colonies de *Proteus vulgaris* sur GN

- **Le relief** : colonies bombées, plates ou présentant des vagues concentriques.
- **Le contour** : régulier ou irrégulier.
- **La taille** : ponctiformes, petites, moyennes ou grandes colonies.
- **La surface** : lisse ou rugueuse.

- **La couleur :** naturelle (pigment propre à la bactérie) ou influencée par un indicateur de pH présent dans le milieu de culture.



Figure 17: Colonies de *E.coli*
sur milieu Hektoen



Figure 16: Colonies de
Pseudomonas aeruginosa sur GN



Figure 18: Colonies de *Staphylococcus aureus*
sur milieu Chapman

2.2. Examens microscopiques

2.2.1. Coloration de GRAM

L'observation microscopique après la coloration de Gram a révélé la présence de diverses formes bactériennes. Les bactéries à Gram positif apparaissent en violet, tandis que les bactéries à Gram négatif apparaissent en rose. Selon nos résultats, *Staphylococcus* est à Gram positif et se présente sous forme de cocci violets regroupés en amas. *Acinetobacter spp.*, quant à lui, est à Gram négatif et se manifeste sous forme de bacilles colorés en rose.

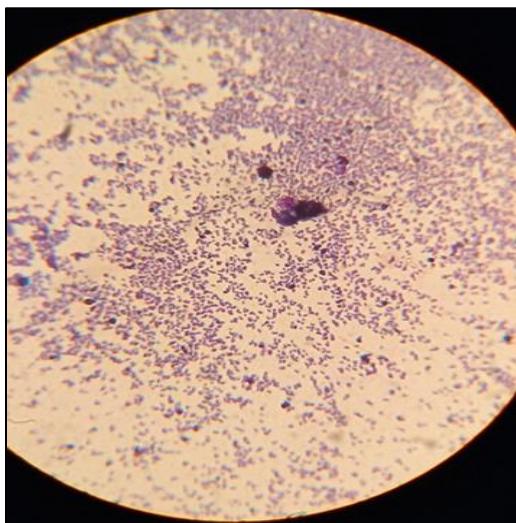


Figure 20: Coccii à Gram positif

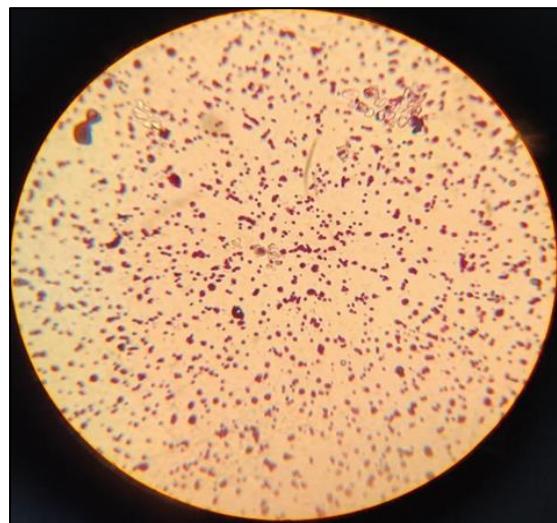


Figure 19: Bacilles à Gram négatif

2.2.2 Coloration au Bleu de Méthylène

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

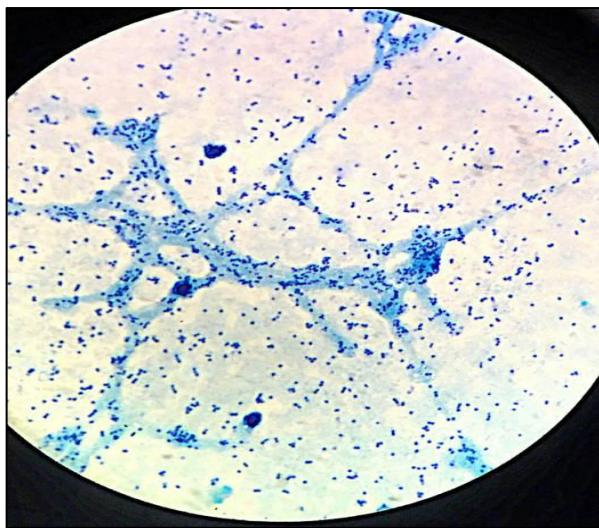


Figure 21: Observation microscopique après coloration au bleu de méthylène (**Anonyme 13**)

2.3. Les tests biochimiques

2.3.1. Galerie biochimique classique

La galerie biochimique classique constitue une méthode traditionnelle d'identification des bactéries, reposant sur une série de tests manuels ciblant les principales activités métaboliques. Elle permet une identification efficace des souches bactériennes isolées à partir des échantillons étudiés. Après incubation, l'interprétation des résultats s'effectue par observation des modifications visuelles :

∅ Milieu TSI

Le milieu TSI permet, après incubation, d'évaluer quatre paramètres biochimiques essentiels : la fermentation du glucose (culot jaune), la fermentation du lactose et/ou du saccharose (pente jaune).

La production de sulfure d'hydrogène (H_2S), indiquée par un noircissement du culot, et la production de gaz, révélée par la présence de bulles ou le décollement de la gélose.

Le milieu contient un indicateur de pH, le rouge de phénol, qui vire au jaune en cas d'acidification due à la fermentation des sucres, signalant un résultat positif.

∅ Milieu Mannitol-Mobilité

Le milieu Mannitol-Mobilité permet d'évaluer simultanément la capacité d'une bactérie à fermenter le mannitol et sa mobilité. Une coloration jaune du milieu indique une fermentation du mannitol, traduisant un résultat positif (mannitol +), tandis que le maintien de la couleur rouge reflète un test négatif (mannitol -).

Parallèlement, la mobilité bactérienne est mise en évidence par la diffusion de la croissance à partir de la ligne d'ensemencement, provoquant un trouble dans le milieu ; en l'absence de dispersion, la bactérie est considérée comme immobile.

∅ Milieu Citrate de Simmons

Le test au citrate permet d'évaluer la capacité d'une bactérie à utiliser le citrate comme seule source de carbone. Une croissance bactérienne accompagnée d'un changement de couleur du milieu, passant du vert au bleu en raison de l'alcalinisation et de la variation de l'indicateur de pH, traduit un test positif (citrate +). En revanche, l'absence de croissance et le maintien de la couleur verte indiquent un test négatif (citrate -), révélant l'incapacité de la souche à utiliser le citrate.

∅ Milieu Clark et Lubs

Le test de Clark et Lubs, réalisé à l'aide des réactifs du RM et de VP, permet de différencier les voies fermentaires utilisées par les bactéries.

Un résultat RM positif (coloration rouge) associé à un VP négatif (jaune) indique une fermentation par voie des acides mixtes. Inversement, une RM négatif (jaune) et un VP positif (rouge) traduisent une fermentation par voie butane diolique.

Lorsque les deux résultats sont négatifs (jaunes), cela suggère l'absence de fermentation acide notable ou l'utilisation d'une autre voie métabolique.

∅ Milieu Urée-Indole

Le milieu Urée-Indole permet d'évaluer plusieurs caractères biochimiques.

- L'activité uréasique est mise en évidence par un virage de la couleur du milieu au rose ou rouge, indiquant un test positif, tandis qu'un milieu restant orangé ou jaune traduit un test négatif.

Résultats et discussion

- Le test de l'indole, réalisé après addition du réactif de Kovacs, est positif en présence d'un anneau rouge en surface ; son absence indique un résultat négatif.
- TDA : est détectée par l'apparition d'une coloration brun rouge après ajout de perchlorure de fer, tandis que l'absence de changement de couleur révèle un test négatif.



Figure 22: Résultat de la galerie biochimique classique de *Klebsiella pneumoniae*



Figure 23: Résultat de la galerie biochimique classique de *E. coli*



Figure 24: Résultat de la galerie biochimique classique de *Proteus vulgaris*



Figure 25: Résultat de la galerie biochimique classique de *Pseudomonas aeruginosa*



Figure 26: Résultat de la galerie biochimique classique de *Acinetobacter spp*

Résultats et discussion

Tableau 9: Caractères biochimiques des différents germes isolés

Bactérie	Urée	Indole	TDA	VP	RM	Mannitol	Mobilité	Citrate	Glucose	Lactose	Saccharose	Gaz	H ₂ S
<i>P. aeruginosa</i>	-	-	-	-	-	+	+	-	-	-	-	-	-
<i>P. vulgaris</i>	+	+	+	-	+	+	+	+	+	+	+	+	+
<i>Acinetobacter spp.</i>	±	-	-	-	-	-	+	-	-	-	-	-	-
<i>K. pneumoniae</i>	+	-	-	+	-	+	-	+	+	+	+	+	-
<i>E. coli</i>	-	+	-	-	+	+	+	±	+	+	+	+	-

Tableau 10: Profil bactériologique des bactéries isolées

Bactérie	Aspect des colonies	Coloration de Gram	Test de catalase	Test coagulase
Les Entérobactéries				
<i>Escherichia coli</i>	- Colonies sèches, irrégulières, 2 à 3 mm	- Bacille Gram négatif (rose), isolés ou en amas	Catalase positive	/

<i>Klebsiella pneumoniae</i>	- Colonies très muqueuses, brillantes, visqueuses (capsule)	- Bacille Gram négatif (rose), isolés ou en paires	Catalase positive	/
<i>Proteus spp</i>	- Colonies translucides, bords flous, essaimage concentrique	- Bacille Gram négatif (rose), taille variable	Catalase positive	/
Les cocci à Gram positif				
<i>Staphylococcus aureus</i>	- Colonies rondes, opaques, pigment doré, en amas	- Coques Gram positif (violet), en grappes	Catalase positive	positive
Les bacilles à Gram négatif non fermentaires				
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	- Colonies larges, brillantes, pigment verdâtre, odeur fruitée	- Bacille Gram négatif (rose), isolés ou en paires	Catalase positive	/

2.3.2. Examens complémentaires

⌚ Test catalase

Une réaction catalase positive se traduit par un dégagement gazeux immédiat, consécutif à la décomposition de l'eau oxygénée. L'ensemble des Entérobactéries ainsi que les Staphylocoques présente une activité catalasique positive.



Figure 27: Test catalase positif (**Anonyme 14**)

⌚ Test coagulase

Le test de la coagulase permet de distinguer *Staphylococcus aureus* des autres espèces du genre *Staphylococcus*. Une agglutination visible traduit une réaction positive, indiquant la présence d'une souche coagulase positive, caractéristique de *Staphylococcus aureus*. En revanche, l'absence d'agglutination correspond à une souche coagulase négative, comme c'est le cas pour *Staphylococcus blanc*



Figure 28: Résultat du test coagulase positive de *Staphylococcus aureus*

3. Les résultats de l'antibiogramme

Un antibiogramme a été réalisé pour chaque souche isolée afin d'évaluer sa sensibilité aux différents antibiotiques testés. Après une incubation à 37 °C pendant une durée de 18 à 24 heures, les diamètres des zones d'inhibition ont été mesurés avec précision puis interprétés en fonction des valeurs seuils établies.

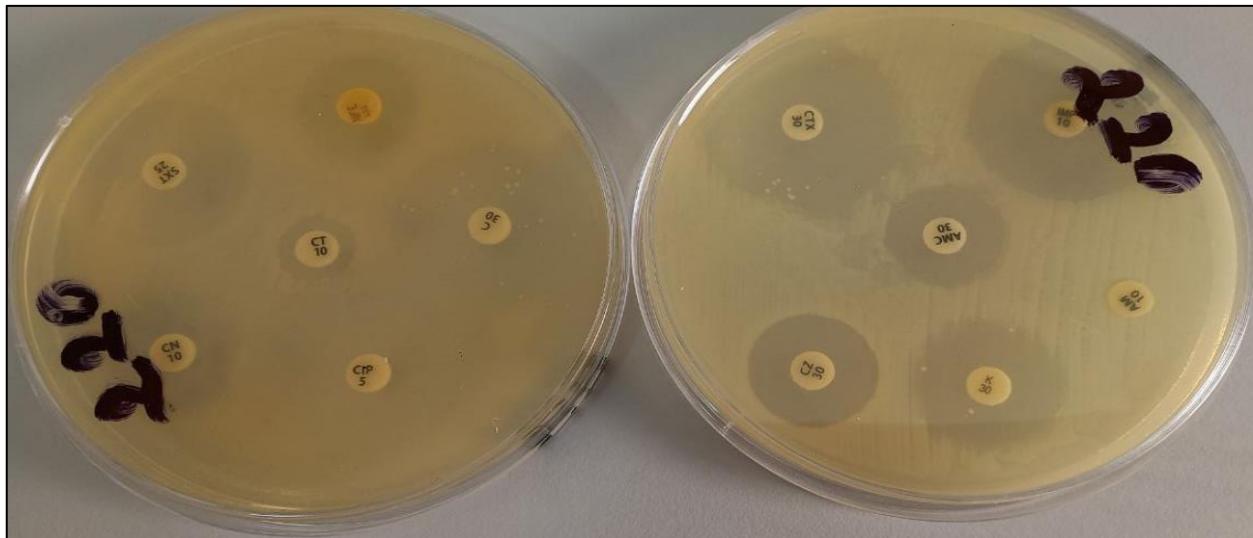


Figure 29: Antibiogramme d'*Escherichia coli*

Les *entérobactéries*, fréquemment isolées dans les infections nosocomiales, présentent une grande capacité d'adaptation aux antibiotiques. Afin de mieux comprendre les mécanismes de cette résistance, nous présentons ci-dessous les principales stratégies développées par ces bactéries.

Les *entérobactéries* ont développé plusieurs stratégies pour résister aux antibiotiques, notamment en modifiant la perméabilité de leur membrane, en activant des systèmes d'efflux, en altérant les cibles des antibiotiques ou encore par la production d'enzymes capables de les inactiver. Le mécanisme le plus fréquent repose sur la synthèse de β -lactamases, des enzymes qui dégradent les pénicillines et les céphalosporines. La première β -lactamase plasmidique identifiée, TEM-1, a été détectée chez *Escherichia coli* dans les années 1960 et s'est rapidement propagée à d'autres espèces par l'intermédiaire des plasmides. Des mutations de ces enzymes ont donné naissance aux β -lactamases à spectre étendu (BLSE), devenues inefficaces face aux inhibiteurs comme l'acide clavulanique.

Les CTX-M, apparues dans les années 1990, sont aujourd'hui les plus répandues et possèdent la capacité d'hydrolyser des antibiotiques comme le cefotaxime ou l'aztreonam. On compte

Résultats et discussion

actuellement plus de 200 BLSE, regroupées en 11 familles dont les plus fréquentes sont TEM, SHV, CTX-M et OXA. Pour contrer ces résistances, les carbapénèmes sont utilisés en dernier recours. Néanmoins, leur utilisation intensive a favorisé l'émergence de souches résistantes, notamment par production de carbapénèmases ou par une combinaison entre une enzyme de type BLSE et une diminution de perméabilité membranaire. Cette évolution constitue une menace sérieuse en santé publique, pouvant conduire à des infections impossibles à traiter (Pierrot, 2015).



Figure 30: Antibiogramme de *Staphylococcus aureus*

Les *Staphylococcus aureus* résistants à la méticilline (SARM) représentent entre 5 et 10 % des agents pathogènes identifiés dans les infections nosocomiales. Ils sont résistants à l'ensemble des antibiotiques de la famille des β -lactamines, et montrent fréquemment une multi-résistance aux aminosides, macrolides et fluoroquinolones. Cette résistance provient de l'acquisition de la cassette chromosomique staphylococcique (SCCmec), qui contient le gène *mecA*. Ce dernier code pour la protéine PBP2a, une protéine fixant les pénicillines, dont l'affinité réduite aux β -lactamines empêche leur action bactéricide (Bouarour et Kaabeche, 2024).



Figure 31: Antibiogramme *Pseudomonas aeruginosa*

Résultats et discussion

P. aeruginosa est un pathogène nosocomial redoutable, notamment chez les patients atteints de mucoviscidose ou en réanimation. L'émergence de souches multirésistantes (PAMR) est alarmante, souvent responsables d'épidémies locales.

Ces souches sont définies par une résistance à au moins trois des quatre principales classes d'antibiotiques anti-Pseudomonas : β -lactamines (pénicillines, céphalosporines, monobactames), carbapénèmes, aminosides et fluoroquinolones.

Les mécanismes de résistance sont multiples et souvent combinés : efflux actif, diminution de perméabilité (perte de porines), modification des cibles, enzymes hydrolysant les antibiotiques (β -lactamases, carbapénémases).

La principale cause de développement de PAMR est la pression de sélection due à une ou plusieurs antibiothérapies préalables.

La colistine (polymyxine E) reste efficace contre presque toutes les isolations de *P. aeruginosa* multirésistantes et constitue souvent la dernière option thérapeutique. Cependant, elle comporte un risque significatif de néphrotoxicité (**Barbier et Wolff, 2010**).

Tableau 11: Antibiogramme des bactéries identifiées à partir de différents prélèvements

ATB BACTÉRIES	AMP	GEN	CTX	CST	IPM	CLI	SXT	PEN
<i>Escherichia coli</i>	R	I	S	S	S	/	R	/
<i>Klebsiella pneumoniae</i>	R	S	S	S	S	/	R	/
<i>Proteus vulgaris</i>	R	R	R	R	R	/	R	/
<i>Morganella morganii</i>	R	R	R	R	I	/	R	/
<i>Citrobacter spp.</i>	I	R	R	S	S	/	R	/
<i>Staphylococcus aureus</i>	/	S	/	/	/	S	R	R
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	/	R	/	S	S	/	/	/
<i>Acinetobacter spp</i>	/	R	/	S	R	/	I	/
<i>Streptococcus spp</i>	/	/	R	/	/	R	/	S

S : sensible ; R : résistante ; (/) : Antibiotique non testé

AMP : Ampicilline, GEN : Gentamicine, CTX : Céfotaxime, CST : Colistine, IPM : Imipénem ; CLI : Clindamycine, SXT : Triméthoprime + Sulfaméthoxazole , PEN : Pénicilline.

L'Escherichia coli montre une résistance à l'ampicilline (AMP) et au triméthoprime-sulfaméthoxazole (SXT), une sensibilité intermédiaire à la gentamicine (GEN), mais reste sensible à la céfotaxime (CTX), la colistine (CST) et l'imipénème (IPM), ce qui oriente vers une souche potentiellement productrice de bêta-lactamase à spectre étendu (BLSE).

Klebsiella pneumoniae est résistante à l'AMP et au SXT, mais demeure sensible aux autres antibiotiques testés, notamment à l'IPM, Ce comportement suggère que les carbapénèmes peuvent rester une option thérapeutique envisageable.

Proteus vulgaris est résistante à l'ensemble des antibiotiques testés, ce qui indique une souche multirésistante nécessitant une vigilance accrue et un isolement éventuel.

Morganella morganii présente également un profil de multirésistance, avec une sensibilité intermédiaire à l'IPM, ce qui reflète une efficacité réduite des carbapénèmes.

Citrobacter spp. Est résistante à la gentamicine (GEN), à la CTX et au SXT, mais reste sensible à la CST et à l'IPM, suggérant que la colistine pourrait constituer une option thérapeutique de dernier recours.

Staphylococcus aureus est résistant à la pénicilline (PEN) et au SXT, mais reste sensible à la gentamicine (GEN) et à la clindamycine (CLI), ce qui pourrait indiquer une souche produisant une pénicillinase tout en conservant une sensibilité à certains macrolides ou lincosamides.

Pseudomonas aeruginosa est résistante à la GEN, mais conserve une sensibilité à la CST et à l'IPM, confirmant l'utilité des polymyxines dans les cas d'infections difficiles.

Acinetobacter spp. Est résistante à la GEN et à l'IPM, avec une sensibilité intermédiaire au SXT, mais reste sensible à la colistine (CST). Cette sensibilité à la CST laisse entrevoir une alternative thérapeutique, bien que le profil global reste préoccupant en raison du nombre limité d'options efficaces.

Streptococcus spp. Est résistant à la céfotaxime (CTX) et à la clindamycine (CLI), mais reste sensible à la pénicilline (PEN). Ce profil met en évidence une bonne réponse potentielle aux β-lactamines, malgré une résistance aux macrolides qui peut compliquer le recours aux traitements alternatifs,

II. Évaluation de l'efficacité des désinfectants (Spray à usage professionnel à base de Peroxyde d'hydrogène et Steranios) sur les surfaces et les dispositifs médicaux

L'analyse des résultats de désinfection révèle une efficacité variable selon les surfaces traitées, les désinfectants utilisés, la présence de pré-désinfection, et surtout le respect du temps de contact. Deux types de désinfectants ont été employés : le Steranios (glutaraldéhyde à 2 %) pour les dispositifs médicaux critiques et un spray professionnel à base de peroxyde d'hydrogène pour les surfaces non critiques.

Ces photos représentent les résultats des cultures microbiologiques réalisées avant et après désinfection :

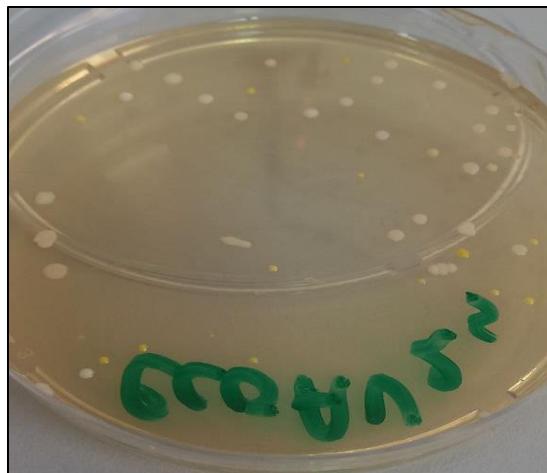


Figure 32: Résultats des cultures avant désinfection

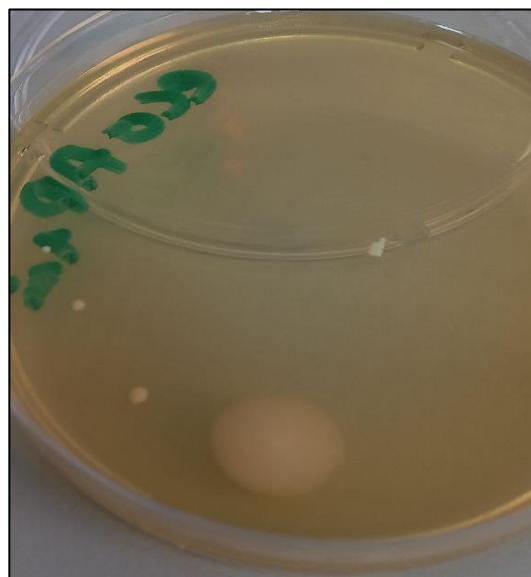


Figure 33: Résultats des cultures après désinfection

Résultats et discussion

Tableau 12: Résultats de la désinfection avant et après application des deux désinfectants utilisés sur différentes surfaces et dispositifs médicaux hospitaliers

N°	Service	Site de prélèvement	Désinfectant utilisé	Avant désinfection			Temps de contact	Après désinfection		
				TSA	HEK	CHAP		TSA	HEK	CHAP
1	Radiologie	Cassette de radiographie	Spray à usage professionnel	+/-	-	+	Direct	+	-	-
				-	-	-		-	-	-
				+/-	-	+	1 min	-	-	-
				-	-	-		-	-	-
2	Radiologie	Sonde d'échographie	Spray à usage professionnel	+/-	-	+	Direct	+	-	-
				+/-	-	+	1 min	+	-	-
3	Bactériologie	Paillasse de travail	Spray à usage professionnel	+/-	-	+	Direct	+	-	-
				+/-	-	+		+	-	-
4	Chirurgie	Réducteur	Steranios	+/-	-	-	20 min	+	-	-
				+/-	-	-		+	-	-
5	Chirurgie	ciseaux chirurgicaux	Steranios	+/-	-	+	5 min	-	-	-
				+/-	-	+		+	-	-
6	Chirurgie	Lit	Spray à usage professionnel	-	-	-	1 min	-	-	-
				+/-	-	-		-	-	-
7	Pédiatrie	Lit de la salle de soins	Spray à usage professionnel	+/-	-	-	1 min	+	-	-
				-	-	-		+	-	-
8	Pédiatrie	Bras de lit	Spray à usage professionnel	-	-	-	1 min	-	-	-
				-	-	-		-	-	-

- (+): culture positifs
- (-) : culture négative

1. Service de Radiologie

Deux dispositifs ont été évalués : la cassette de radiographie et la sonde d'échographie, tous deux désinfectés à l'aide d'un spray à usage professionnel.

➤ Avant désinfection

Les deux dispositifs ont montré des cultures positives sur TSA et Chapman, reflétant une contamination microbienne significative, probablement due à une manipulation fréquente sans nettoyage rigoureux.

➤ Après désinfection

- La cassette de radiographie est restée positive sur TSA immédiatement après désinfection, mais devenue négative après un temps de contact de 1 minute, montrant une élimination complète des germes détectables. Ce résultat souligne l'importance du temps de contact, même court, dans l'activation du peroxyde d'hydrogène pour une désinfection efficace.
- La sonde d'échographie, après une désinfection directe sans temps de contact, les cultures sont restées positives sur TSA, indiquant une absence d'efficacité de la désinfection immédiate. Cette inefficacité peut s'expliquer par plusieurs facteurs : une absence de pré-désinfection ayant laissé des salissures organiques susceptibles de bloquer l'action du désinfectant, une application sans friction limitant le contact direct entre l'agent actif et les micro-organismes, et surtout un temps de contact nul, rendant le peroxyde d'hydrogène incapable d'exercer pleinement son action. Comme indiqué dans les recommandations de (**Rutala et Weber, 2016**), un temps de contact suffisant et une désinfection par friction sont essentiels pour garantir l'élimination efficace des micro-organismes.

Lors d'une seconde tentative, après désinfection avec un temps de contact d'une minute, les cultures TSA demeurent positives, révélant une persistance bactérienne malgré une amélioration partielle du temps de contact. Ces résultats suggèrent que, pour des surfaces complexes comme celles de la sonde, un temps de contact d'une minute reste insuffisant, notamment en l'absence de pré-désinfection. Ces observations corroborent les conclusions de (**Kampf et al., 2020**), qui insistent sur le fait que l'efficacité des sprays désinfectants repose non seulement sur la composition du produit, mais également sur la préparation adéquate de la surface, le temps de contact, ainsi que l'action mécanique par friction.

2. Service de Bactériologie

Dans ce service, les prélèvements ont été réalisés sur une paillasse de travail, un site exposé à une forte charge microbienne en raison des manipulations fréquentes de souches bactériennes. Le désinfectant utilisé était un spray à usage professionnel, appliqué en contact direct sans indication d'une durée prolongée de contact.

➤ Avant désinfection

Avant la désinfection, les cultures sur milieux TSA et Chapman se sont révélées positives, indiquant une contamination significative du site. Ce résultat, bien que préoccupant, reste attendu dans un laboratoire de bactériologie, notamment en l'absence de nettoyage systématique entre les différentes manipulations.

➤ Après désinfection

Après désinfection, les cultures sont restées positives sur TSA dans les deux répétitions, soulignant une inefficacité du protocole appliqué. Cette persistance microbienne pourrait s'expliquer par : Une absence de pré-désinfection, limitant l'action du désinfectant, Un temps de contact insuffisant ou non respecté, Une friction mécanique inadéquate lors de l'application du spray.

Contrairement à ce que certaines études démontrent concernant l'efficacité des sprays bien appliqués, ces résultats montrent que le respect rigoureux du protocole (pré-nettoyage, temps de contact, friction) est indispensable. (**Kampf et al., 2020**) rappellent d'ailleurs que l'action chimique seule ne suffit pas : elle doit être complétée par un nettoyage physique préalable.

3. Service de Chirurgie

Trois équipements ont été étudiés : un réducteur, des ciseaux chirurgicaux et un lit de chirurgie. Deux désinfectants ont été utilisés : Steranios (glutaraldéhyde) pour les dispositifs critiques, Un spray professionnel pour les surfaces non critiques.

3.1. Réducteur

- Avant désinfection, les cultures étaient positives sur TSA, ce qui est cohérent avec le caractère critique de cet instrument. HEK et CHAP étaient négatifs.
- Après désinfection avec Steranios (temps de contact : 20 minutes, conforme aux recommandations), les cultures sont restées positives sur TSA, indiquant une désinfection inefficace malgré un protocole apparemment adéquat. Cela pourrait être dû à : Un défaut de

nettoyage préalable, Une immersion incomplète de l'objet dans la solution, Une recontamination après désinfection.

Ces résultats remettent en question la qualité de l'application du protocole, non l'efficacité intrinsèque du glutaraldéhyde, reconnu pour son action bactéricide (**Rutala et Weber, 2016**).

3.2. Ciseaux chirurgicaux

Les cultures étaient positives sur TSA et CHAP avant désinfection. Après application de Steranios (temps de contact : 5 minutes), une première série est négative, mais une seconde montre une repositivation sur TSA, suggérant une recontamination rapide ou une désinfection incomplète. Cette situation peut s'expliquer par : Un temps de contact insuffisant (recommandation : 10 à 20 minutes), Un protocole non standardisé, notamment en termes de rinçage et séchage.

Ces résultats montrent la nécessité de renforcer les pratiques de terrain, notamment la formation du personnel et le contrôle de qualité.

3.3. Lit de chirurgie

Ce dispositif a été désinfecté au spray professionnel avec un temps de contact court (1 min). Avant désinfection, les cultures étaient négatives, sauf lors de la seconde répétition, où une culture positive sur TSA a été détectée.

Après désinfection, les cultures sont toutes négatives, suggérant une efficacité satisfaisante du produit dans ce cas.

Cependant, il s'agit d'une surface non critique, et le résultat ne doit pas être généralisé, surtout dans un contexte chirurgical exigeant une rigueur maximale.

Les résultats montrent que l'efficacité des désinfections dépend : d'un nettoyage préalable rigoureux, d'un temps de contact adapté, d'une application normalisée du produit.

Ces constats rejoignent les lignes directrices de (**l'OMS, 2019**) sur la prévention des infections associées aux soins.

4. Service de Pédiatrie

Deux surfaces ont été évaluées : lit de soins et bras de lit, toutes deux désinfectées avec un spray professionnel et un temps de contact standardisé à 1 minute.

➤ **Avant désinfection**

Le lit de soins présentait des cultures positives sur TSA. Le bras de lit était déjà négatif.

➤ **Après désinfection**

Le lit est resté positif sur TSA, Le bras de lit n'a pas montré d'amélioration.

Ces résultats traduisent une désinfection inefficace, probablement liée à : L'absence de pré-désinfection, Une friction insuffisante.

Dans un contexte pédiatrique, où les patients sont vulnérables, ces faiblesses de protocole posent problème. (**Weber et al., 2013**) rappellent l'importance du rôle de l'environnement.

III. Analyse statistique

L'analyse statistique combine une approche rétrospective et une analyse prospective. Elle porte sur l'identification des germes en cause, les services hospitaliers concernés ainsi que les types de prélèvements.

1. Analyse retrospective

En complément de l'analyse rétrospective, une étude prospective a été conduite sur la période allant de janvier au 29 mai 2025. Cette phase s'est basée sur l'exploitation des données issues des registres de réception du laboratoire de l'EPH Abdelkader Ben Chérif de Ali Mendjeli. Elle avait pour objectif de documenter en temps réel la fréquence et les caractéristiques des germes isolés chez les patients hospitalisés, dans le cadre des infections nosocomiales recensées au cours de cette période.

1.1. Nombre des germes détectés de 2016 à 2024

Dans le cadre de notre étude, nous avons cherché à décrire l'évolution du nombre de germes responsables des infections nosocomiales à travers une analyse rétrospective couvrant une période de neuf ans, de 2016 à 2024. Cette investigation s'est basée sur l'exploitation des fiches de résultats d'antibiogrammes des patients hospitalisés dans les différents services de l'Établissement Public Hospitalier (EPH) Abdelkader Ben Chérif de Ali Mendjeli.

Résultats et discussion

La figure ci-dessous représente l'évolution annuelle du nombre de germes identifiés à partir des différents prélèvements réalisés au sein des services de l'établissement.

L'analyse des données enregistrées entre 2016 et 2024 montre un total de 206 cas répartis de façon hétérogène selon les années. La période allant de 2016 à 2019 concentre une part importante des cas (159 cas, soit environ 77 %), avec un pic en 2018 (60 cas, 29 %), traduisant une intensification des efforts de détection et de surveillance durant ces années.

En revanche, une nette chute est observée entre 2020 et 2022, avec seulement 2 cas en 2020 et en 2021 (1 % chacune), et aucun cas en 2022. Cette absence de cas en 2022 ne reflète pas nécessairement une amélioration de la situation microbiologique, mais est principalement liée à des perturbations dans le fonctionnement hospitalier engendrées par la pandémie de COVID-19, qui a pu réduire le nombre de prélèvements ou limiter l'accès aux laboratoires, entravant ainsi les analyses microbiologiques cette année-là. Elle s'explique également par un manque de réactifs de laboratoire, conséquence directe des difficultés logistiques rencontrées pendant cette période. L'activité reprend partiellement en 2023 (20 cas, 10 %) puis en 2024 (23 cas, 11 %), bien que cette dernière année ait été marquée par une interruption de cinq mois du service de bactériologie pour cause de réparations structurelles, réduisant ainsi le volume des prélèvements effectués. Ces résultats mettent en évidence l'importance des ressources matérielles et des conditions opérationnelles dans la continuité des activités de surveillance microbiologique, comme le soulignent les recommandations de (**l'OMS, 2022**) et de (**l'ECDC, 2023**), insistant sur la résilience des systèmes de diagnostic face aux aléas logistiques.

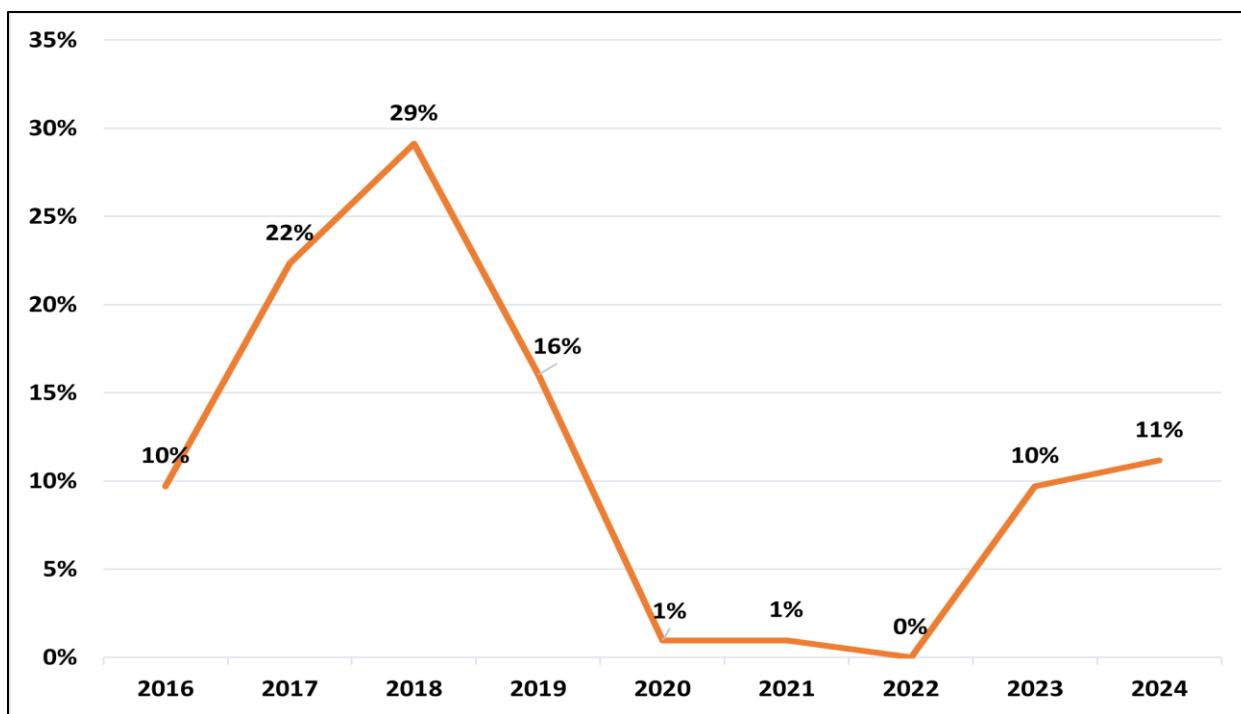


Figure 34: Évolution annuelle du nombre de germes responsables d'infections nosocomiales détectés à l'EPH Abdelkader Ben Chérif (2016–2024) (N=206)

1.2. Répartition selon les services

La répartition des 206 cas recensés selon les services hospitaliers montre une prédominance marquée du service de Médecine Interne, qui regroupe à lui seul 31 % des cas (63 cas). Ce chiffre peut s'expliquer par la nature même de ce service, accueillant des patients souvent immunodéprimés ou présentant des pathologies chroniques, favorisant ainsi les infections associées aux soins. Le service des Urgences occupe le second rang avec 21 % des cas (43 cas), ce qui s'avère cohérent avec son rôle de point d'entrée principal des patients, souvent dans des conditions critiques, et soumis à une forte pression de travail pouvant altérer l'application rigoureuse des protocoles de prévention. Le personnel de santé représente 15 % des cas (31 cas), soulignant leur exposition élevée au risque de portage ou de transmission croisée, phénomène bien documenté dans la littérature (**Weber et al., 2013**).

Les autres services présentent des proportions plus faibles mais non négligeables : Chirurgie

(9 %), Néonatalogie (8 %), TA (8 %) et Pédiatrie (5 %), des chiffres à surveiller, notamment pour les unités sensibles comme la néonatalogie. Enfin, le service d'Hémodialyse, avec 3 % des cas (7 cas), reste faiblement représenté, bien que ces patients soient à haut risque en raison de leurs contacts fréquents avec le système de soins. Ces données soulignent l'importance d'une stratégie ciblée de prévention, tenant compte de la vulnérabilité des patients et de l'intensité des soins, à l'instar des recommandations de (**l'OMS, 2019**) en matière d'hygiène hospitalière.

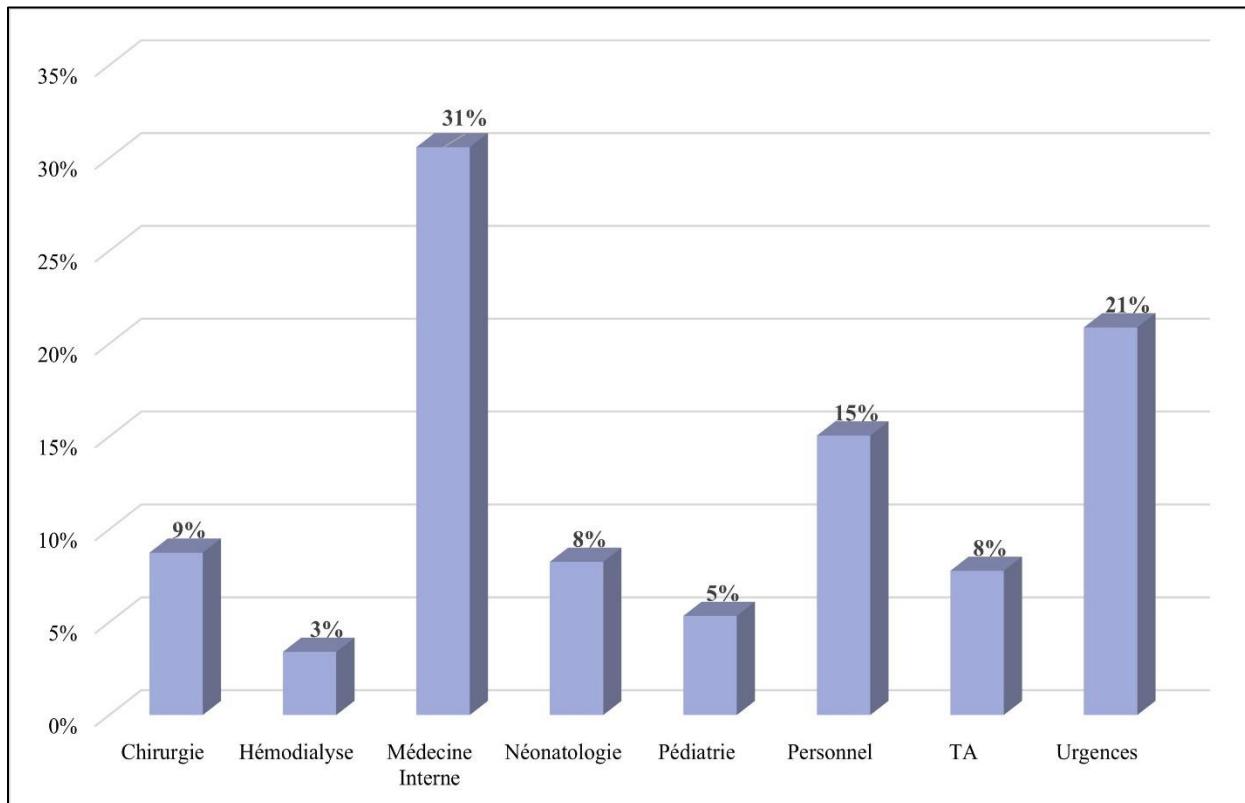


Figure 35: Répartition selon les services (N =206)

1.3. Répartition selon la nature des prélèvements

Sur un total de 206 prélèvements analysés dans la figure ci-dessus, nous avons constaté que les prélèvements urinaires sont les plus fréquents, représentant 63 % du total. Les prélèvements de pus arrivent en deuxième position avec 32 %, tandis que les hémocultures et les ponctions lombaires (PL) représentent des proportions moindres, respectivement 2 % et 3 %.

La forte prédominance des infections urinaires est en accord avec les résultats rapportés par (**Bouza et al., 2001**), qui ont observé que ces infections représentent environ 40 à 50 % des infections

nosocomiales, en particulier dans les services de médecine et de chirurgie. Cette fréquence peut être expliquée par l'utilisation prolongée de sondes urinaires chez les patients alités ou en post-opératoire, ce qui favorise la colonisation bactérienne et l'infection.

Les prélèvements purulents indiquent quant à eux la présence d'infections des plaies, notamment chirurgicales. Cela rejoint les conclusions de (**Weinstein et al., 1997**), selon lesquelles les infections de plaies représentent la deuxième cause la plus fréquente d'infections nosocomiales, après les infections urinaires. Ce type d'infection peut être lié à un défaut d'asepsie, à une mauvaise cicatrisation ou à une immunodépression du patient.

Enfin, la faible fréquence des hémocultures et des ponctions lombaires peut être attribuée à leur utilisation ciblée, réservée aux cas graves comme les septicémies ou les méningites. Malgré leur faible nombre, ces prélèvements ont une importance clinique majeure. Une étude menée par (**Richards et al., 1999**) rapporte une prévalence de 3 à 5 % des bactériémies dans les services de soins intensifs, ce qui est proche des résultats obtenus dans notre étude.

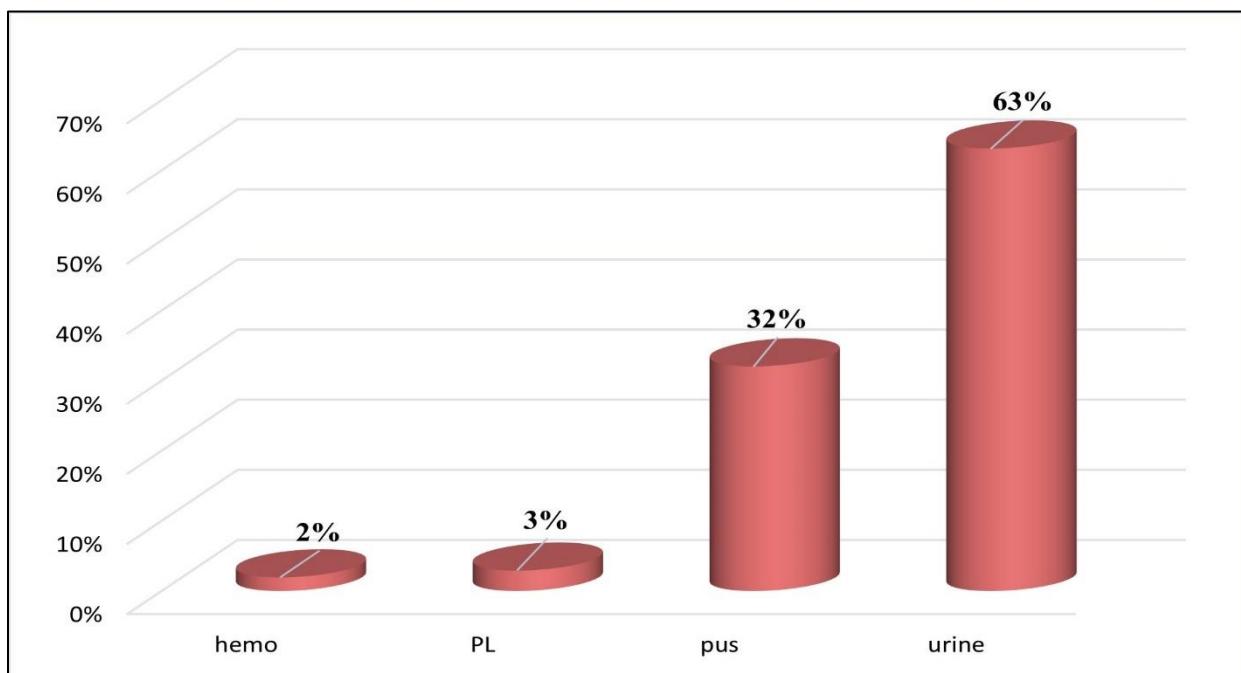


Figure 36: Répartition selon la nature des prélèvements (N=206)

1.4. Répartition des patients selon le sexe

L'analyse de la répartition des cas selon le sexe révèle une légère prédominance féminine, avec 116 cas (56 %), contre 90 cas masculins (44 %), sur un total de 206 cas. Cette surreprésentation peut s'expliquer par des caractéristiques anatomiques propres au sexe féminin, ainsi que par le recours fréquent au sondage urinaire, qui favorisent la montée bactérienne et augmentent le risque d'infections urinaires nosocomiales. Cette répartition s'accorde parfaitement avec une étude européenne, qui a montré que parmi 298 cas d'infections urinaires nosocomiales, 54,7 % concernaient des patientes contre 45,3 % de patients, ce qui confirme une susceptibilité accrue chez les femmes (**Bouza et al., 2001**). De plus, une étude prospective menée chez des patients cirrhotiques hospitalisés a montré que les femmes présentaient un risque plus que doublé de développer une infection urinaire nosocomiale par rapport aux hommes (**Griemann et al., 2022**). Ces études corroborent nos résultats, en soulignant que les femmes sont plus exposées, en particulier aux infections urinaires.

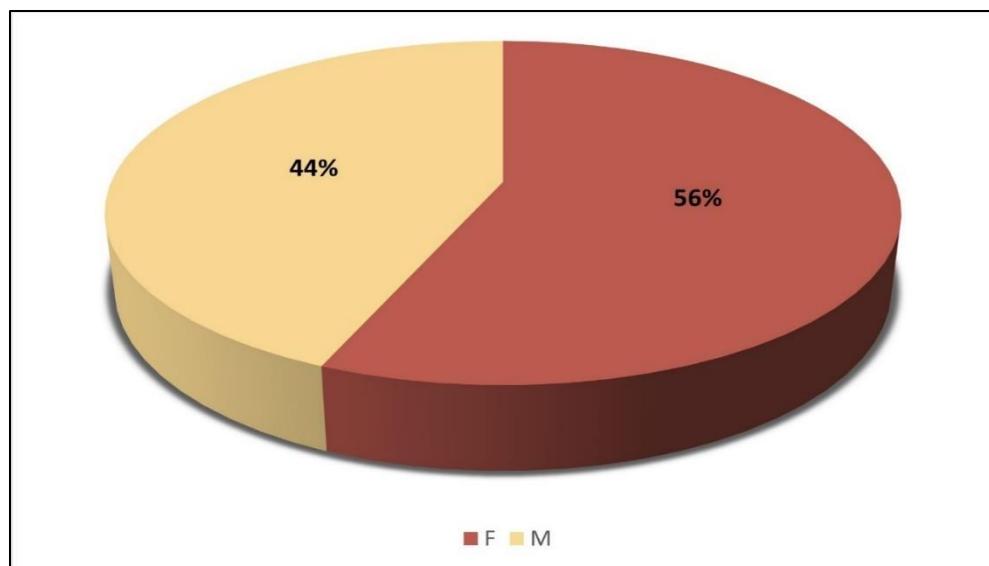


Figure 37: Répartition des patients selon le sexe (N=206)

1.5. Répartition des germes isolés

Sur un total de 219 souches isolées, les résultats obtenus révèlent une prédominance marquée d'*Escherichia coli*, représentant 40 % du total, suivie par *Staphylococcus aureus* (8 %), *Klebsiella pneumoniae* (8 %), *Enterobacter spp* (7 %) et *Proteus mirabilis* (7 %). Cette répartition concorde

avec les tendances observées dans de nombreuses études nationales et internationales sur les infections nosocomiales, notamment urinaires et chirurgicales.

La forte prévalence d'*E. coli* peut s'expliquer par sa forte implication dans les infections urinaires, en particulier chez les patients sondés ou post-opératoires. Selon (**Ait mimoune et al., 2022**),

E. coli était responsable de (44,4 %) des infections urinaires dans une étude menée en Algérie, un résultat très proche de celui observé ici (40 %). Une méta-analyse réalisée en Chine entre 2000 et 2020 a confirmé la dominance d'*E. coli* dans plus de 50 % des cas d'infections urinaires communautaires et nosocomiales (**Zhao et al., 2021**).

La présence non négligeable de *Klebsiella spp*, *Enterobacter spp* et *Proteus spp* reflète également leur rôle opportuniste, surtout dans les infections associées aux soins (IAS). Dans l'étude de (**Rosenthal et al., 2020**), ces *entérobactéries* figuraient parmi les pathogènes majeurs dans les infections liées aux dispositifs médicaux comme les cathéters et les sondes urinaires.

D'un autre côté, les *Staphylococcus aureus* (8 %) et *Streptococcus spp* (6 %) sont fréquemment associés aux infections des plaies opératoires ou cutanées. Leur rôle dans les infections nosocomiales est bien documenté, notamment dans les services de chirurgie et de soins intensifs. Une étude conduite par (**Richards et al., 1999**) dans les unités de soins intensifs aux États-Unis a signalé que *S. aureus* était l'un des principaux agents des infections post-opératoires.

Concernant les bactéries non fermentantes, comme *Pseudomonas aeruginosa* (4 %) et *Acinetobacter spp* (1 %), leur présence, bien que modérée ici, reste préoccupante en raison de leur multirésistance aux antibiotiques. Selon (**Bouza et al., 2001**), *P. aeruginosa* représente un véritable défi thérapeutique dans les infections nosocomiales respiratoires et urinaires, notamment en réanimation.

Enfin, la diversité des espèces identifiées montre un large spectre d'agents pathogènes, soulignant la nécessité d'un dépistage microbiologique systématique et d'une politique stricte d'antibioprophylaxie adaptée aux profils locaux de sensibilité.

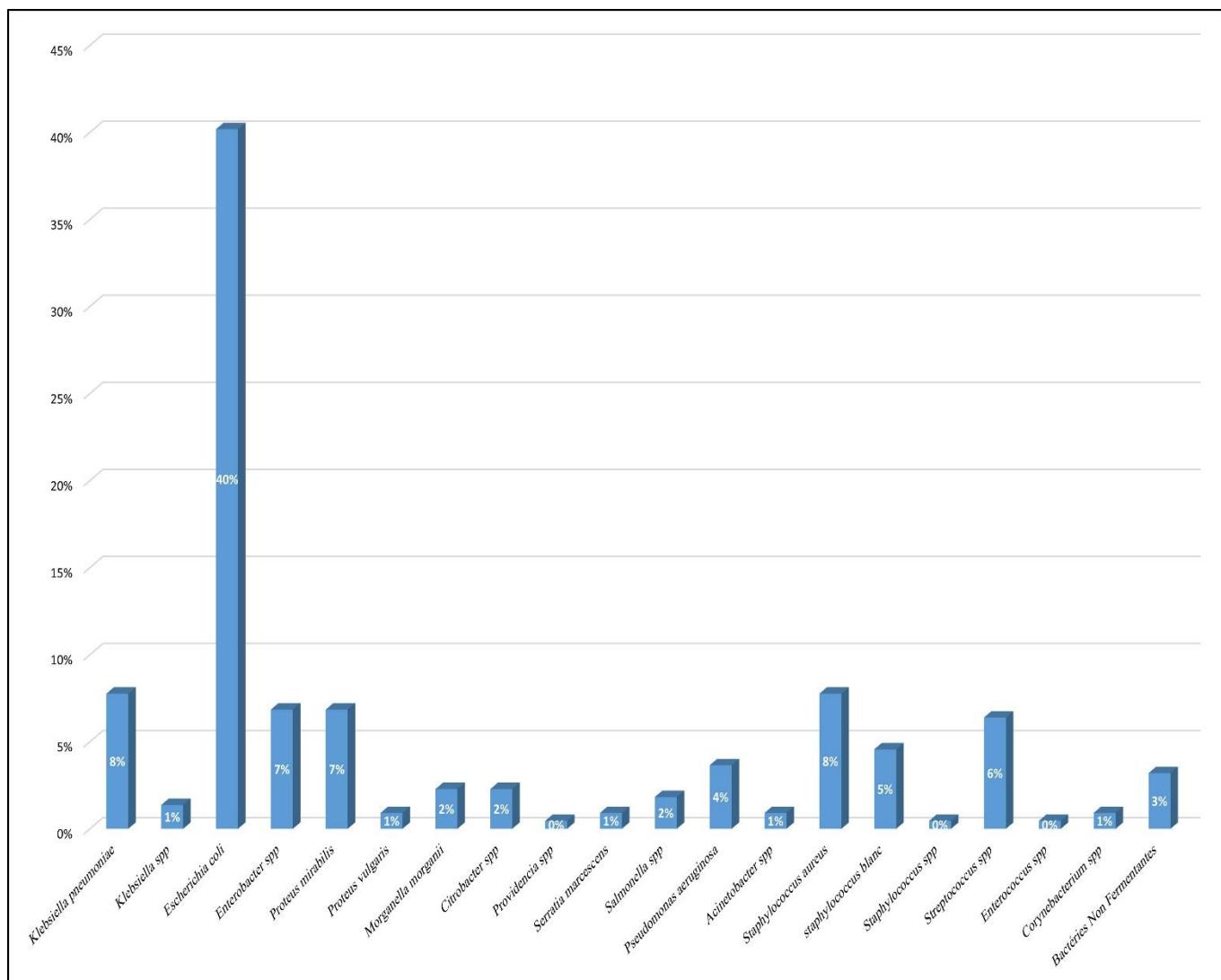


Figure 38: Répartition des germes isolés (N=219)

1.6. Répartition des résistances antimicrobiennes observées chez les germes isolés

➤ Répartition des *entérobactéries* selon leur profil de résistance aux antibiotiques

L'analyse des profils de résistance des *entérobactéries* à six antibiotiques met en évidence des tendances différencierées selon les molécules testées, révélant à la fois des agents à efficacité compromise et d'autres conservant une activité significative.

L'amoxicilline (AMX) se distingue par un taux de résistance très élevé, atteignant 73 % des souches testées. Ce chiffre alarmant témoigne d'une perte majeure d'efficacité de cette molécule, souvent utilisée en première intention dans les infections communautaires. Ce niveau de résistance

peut être attribué à un usage massif, favorisant la sélection de souches productrices de bêta-lactamases, y compris les BLSE (bêta-lactamases à spectre étendu). Ces résultats rejoignent ceux de (**Kouadri et al., 2022**), qui signalent une résistance de 70 à 80 % à l'AMC dans les isolats urinaires en Algérie, confirmant son obsolescence en traitement empirique.

À l'opposé, la céfoxitine (FOX), une céphalosporine de deuxième génération, affiche un taux de résistance faible (8 %) avec 86 % de souches sensibles, ce qui en fait une option thérapeutique crédible. Sa stabilité face à certaines bêta-lactamases et son indication fréquente dans le dépistage des BLSE expliquent probablement cette meilleure efficacité. Selon (**El mekki et al., 2020**), la céfoxitine reste fiable dans plus de 85 % des cas, et constitue une alternative utile pour contourner les résistances aux céphalosporines de troisième génération, tout en conservant un bon pouvoir discriminant pour le dépistage des souches productrices de céphalosporinases.

Le Triméthoprime + Sulfaméthoxazole (SXT) présente un taux de résistance préoccupant (36 %), réduisant son utilité empirique, notamment dans les infections urinaires. Ce résultat est cohérent avec les données de (**l'ECDC, 2023**), qui rapportent une résistance de 30 à 40 % à cette molécule chez *E. coli* dans plusieurs pays européens. Malgré cela, une majorité de souches (59 %) restent sensibles, soulignant l'intérêt d'une utilisation guidée par l'antibiogramme, comme recommandé par la Haute Autorité de Santé (HAS) et confirmé par les observations de (**Khedher et al., 2021**) dans un contexte maghrébin.

Concernant le furane (FUR), le taux de résistance est modéré (14 %), et la majorité des souches (61 %) y sont sensibles. Cependant, la présence d'un taux intermédiaire non négligeable (5 %) nécessite une interprétation prudente, notamment pour les infections urinaires basses où cette molécule est souvent privilégiée. Ces résultats s'accordent avec ceux de (**Gupta et al., 2011**), qui préconisent encore son usage en première intention dans les cystites non compliquées, sous réserve de confirmation microbiologique.

La gentamicine (GEN), un aminoside de référence, conserve une bonne efficacité avec 82 % de souches sensibles. Seules 13 % sont résistantes, ce qui confirme son intérêt en association thérapeutique, notamment dans les infections graves ou nosocomiales. Ces données sont comparables à celles de (**Saidi et al., 2019**), qui rapportent une sensibilité de 75 à 85 % à la gentamicine dans les isolats cliniques d'entérobactéries en milieu hospitalier algérien, confirmant ainsi sa pertinence dans les traitements combinés.

Enfin, la colistine (CST) montre une faible résistance (16 %) et une sensibilité élevée (81 %), ce qui demeure encourageant dans un contexte de surveillance des *entérobactéries* productrices de BLSE. Toutefois, l'absence de catégorie intermédiaire dans les normes de lecture peut masquer l'émergence de souches résistantes, notamment en cas d'hétéro-résistance ou de mécanismes plasmidiques comme *mcr*. Cette tendance a été documentée par plusieurs auteurs, dont (**Ling et al., 2020**), qui rapportent une efficacité *in vitro* souvent surestimée de la colistine, en raison de la difficulté à détecter les souches présentant une hétéro-résistance ou une résistance cryptique. Cela renforce la nécessité de coupler les tests phénotypiques à une recherche moléculaire ciblant les gènes de résistance comme *mcr-1*, afin de ne pas sous-estimer la propagation silencieuse des résistances.

Au total, ces résultats illustrent une hétérogénéité des profils de résistance, nécessitant une adaptation constante des protocoles d'antibiothérapie, fondée sur des données locales. Ils confirment aussi l'importance de la surveillance continue de l'antibiorésistance, en cohérence avec les recommandations de l'Organisation mondiale de la santé (**OMS, 2019**) et de l'ECDC. Une telle analyse permet également d'orienter les stratégies de traitement empirique et d'optimiser l'usage des molécules encore actives.

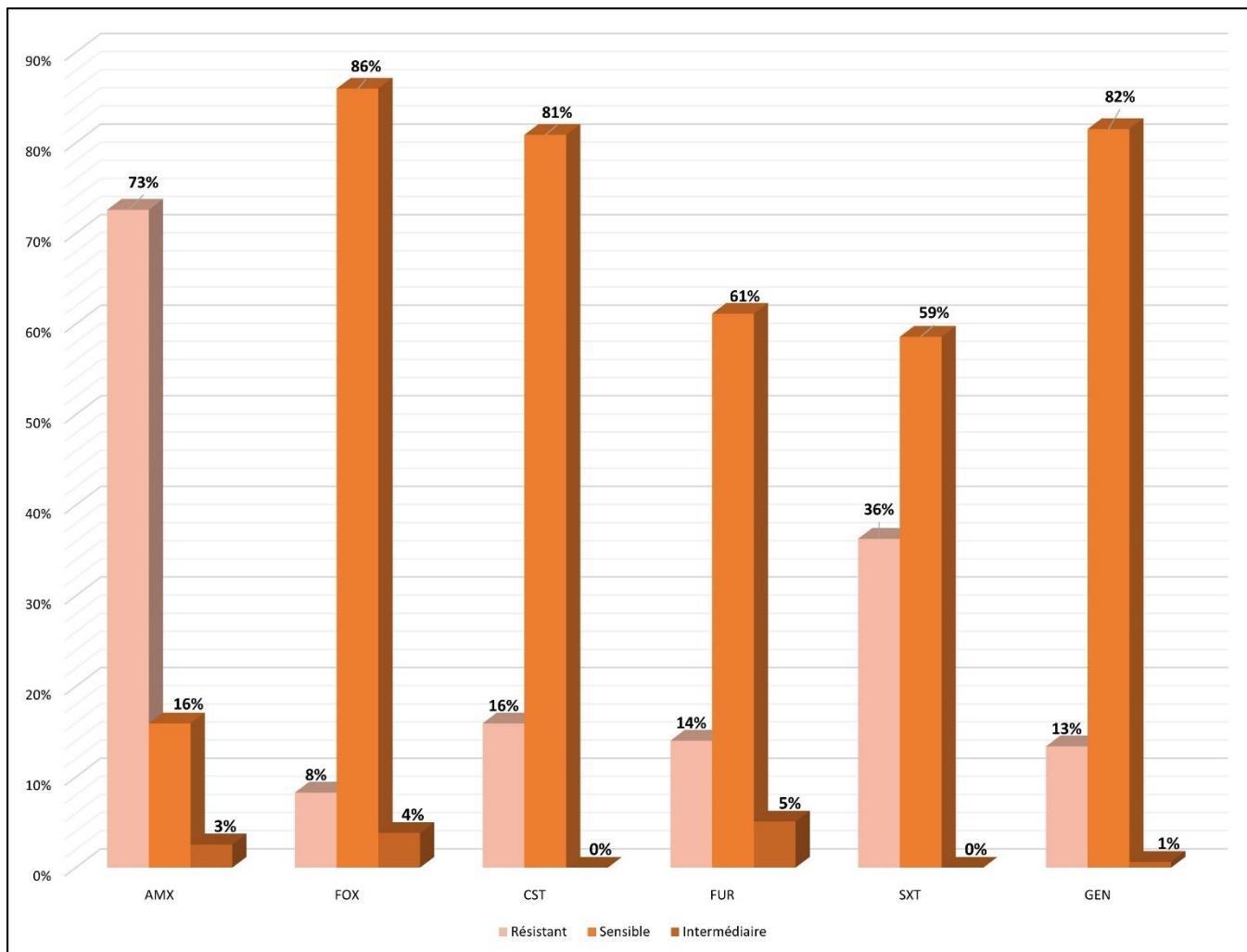


Figure 39: Répartition des *entérobactéries* selon leur résistance aux antibiotiques (N = 157)

➤ **Répartition des bactéries non fermentaires selon leur profil de résistance aux antibiotiques**

L'analyse de la sensibilité des 17 souches de bactéries non fermentantes (BNF) aux six antibiotiques testés (TIC, PIP, ATM, TOB, CIP, RIF) révèle une variabilité significative de la réponse thérapeutique, avec une prédominance notable de la résistance à certains antibiotiques.

La rifampicine enregistre le taux de résistance le plus élevé (35 %), ce qui est cohérent avec les caractéristiques intrinsèques des BNF, notamment *Pseudomonas aeruginosa* et *Acinetobacter spp.*, qui présentent une faible perméabilité membranaire aux macrolides et rifamycines. Cela est bien documenté par (**Livermore, 2002**), qui rapporte l'inefficacité naturelle de la rifampicine sur la majorité des bacilles Gram négatif non fermentants.

Résultats et discussion

En revanche, la tobramycine (TOB) apparaît comme l'antibiotique le plus efficace, avec 59 % de souches sensibles, ce qui rejoint les travaux de (**Jean et al., 2017**), qui ont mis en avant l'efficacité des aminosides contre les souches sensibles de *P. aeruginosa*, notamment dans les contextes d'infections respiratoires et urinaires nosocomiales.

Les β -lactamines comme la pipéracilline (PIP) et la ticarcilline (TIC) affichent respectivement 53 % de souches sensibles, ce qui reste acceptable, mais souligne la nécessité de surveiller l'apparition de souches productrices de β -lactamases, fréquentes chez les BNF multirésistantes. (**Bachir et al., 2019**), dans leur étude au CHU Mustapha à Alger, ont constaté une baisse de l'efficacité de ces molécules dans les services à forte pression antibiotique.

L'aztréonam (ATM), un monobactame ciblant spécifiquement les bacilles Gram négatif, montre une efficacité moyenne (47 % de souches sensibles) mais un taux de résistance préoccupant (24 %). Cela pourrait être attribué à une production croissante de β -lactamases spécifiques, comme les MBL (métallo- β -lactamases), souvent retrouvées chez *Acinetobacter* et *Pseudomonas*.

Enfin, la ciprofloxacine (CIP), une fluoroquinolone couramment utilisée, montre une efficacité modérée (47 % de souches sensibles, 18 % résistantes). Ce résultat reflète les conclusions de (**Poole, 2004**), qui souligne que *P. aeruginosa* développe rapidement une résistance aux fluoroquinolones via des mutations des topoisomérases et des pompes d'efflux.

Ces données confirment la complexité croissante du traitement des infections causées par les BNF, notamment dans les milieux hospitaliers. La prise en charge de ces infections impose le recours à des stratégies de traitement individualisées, fondées sur les résultats d'antibiogrammes, et l'adoption de mesures rigoureuses de prévention de la transmission croisée.

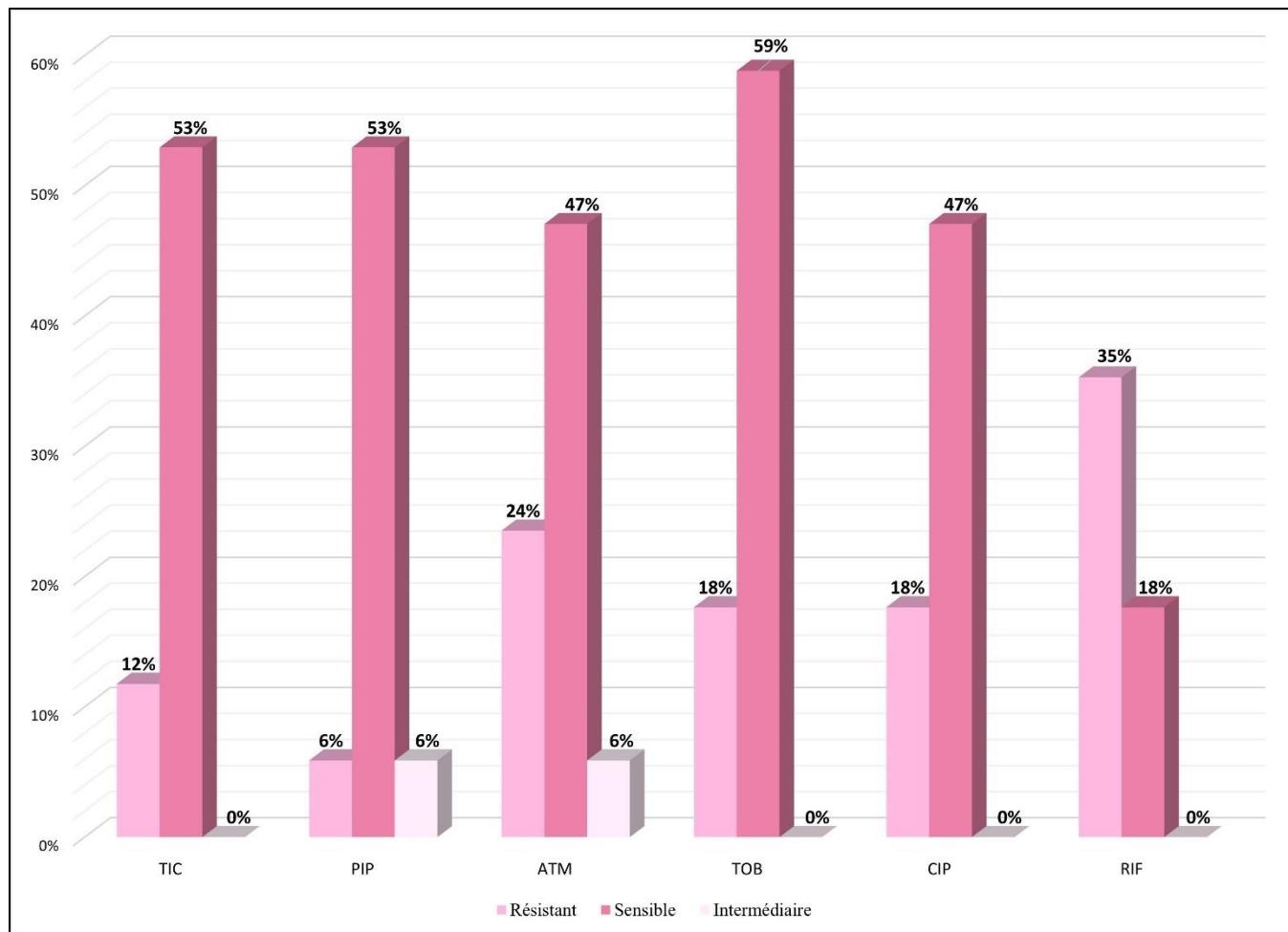


Figure 40: Répartition des bactéries non fermentaires selon leur résistance aux antibiotiques (N = 17)

➤ Répartition des *staphylocoques* selon leur profil de résistance aux antibiotiques

L'analyse de la résistance antibiotique des souches de *Staphylococcus spp.* (N = 45) met en évidence une *prévalence importante de la résistance aux antibiotiques de première ligne*, en particulier à la *pénicilline* (69 %) et à la *clindamycine* (53 %), soulignant le défi thérapeutique que représentent ces cocci à Gram positif, notamment en milieu hospitalier.

La *résistance à la pénicilline* (69 %) s'explique principalement par la *production de β-lactamases* codées par le gène **blaZ**, phénomène largement documenté dans la littérature. Selon (**Chambers, 2001**), plus de 80 % des souches communautaires et hospitalières de *Staphylococcus aureus* sont désormais résistantes à la pénicilline G.

La *résistance à la cefoxitine* (33 %) est utilisée comme marqueur phénotypique de la résistance à la méthicilline (SARM). Ce taux, bien que préoccupant, reste inférieur à certaines données

africaines ou asiatiques, où la prévalence des SARM dépasse les 50 % dans certains hôpitaux (**Kumar et al., 2020**). Cette résistance est due à la présence du *gène mecA*, qui code pour une PBP2a ayant une faible affinité pour les β-lactamines.

Concernant la *clindamycine* (53 % de résistance), elle peut être due à un mécanisme de résistance MLSB (Macrolides, Lincosamides, Streptogramines B), soit de manière *constitutive*, soit *inducible*, comme démontré par (**Leclercq, 2002**). Il est alors recommandé de réaliser le *test D* pour détecter les résistances induites à la clindamycine chez les souches apparemment sensibles à l'érythromycine.

À l'inverse, les *glycopeptides*, en particulier la *vancomycine*, conservent une efficacité totale (0 % de résistance), ce qui reste conforme aux standards cliniques actuels. Cependant, des cas de résistance intermédiaire (VISA) ou complète (VRSA) ont été signalés dans certaines régions, ce qui impose une *vigilance renforcée* et un usage *réservé* de cet antibiotique (**Chang et al., 2003**). La *rifampicine*, souvent utilisée en association pour prévenir la survenue de résistances, montre 58 % de souches sensibles, mais une résistance de 24 %, ce qui reste dans la moyenne observée par (**Rybäk et al., 2009**). L'usage en monothérapie de la rifampicine est déconseillé en raison de la rapidité d'apparition de mutants résistants.

Enfin, la *fosfomycine* présente un profil de sensibilité intermédiaire (31 %), ce qui pourrait limiter son utilisation en monothérapie, bien qu'elle soit parfois efficace dans les infections urinaires compliquées causées par *S. saprophyticus* ou des souches multirésistantes.

Ces résultats traduisent une pression de sélection antibiotique élevée dans le milieu hospitalier, et justifient la mise en œuvre de protocoles de surveillance, d'antibioguidage et d'optimisation de l'usage des antibiotiques.

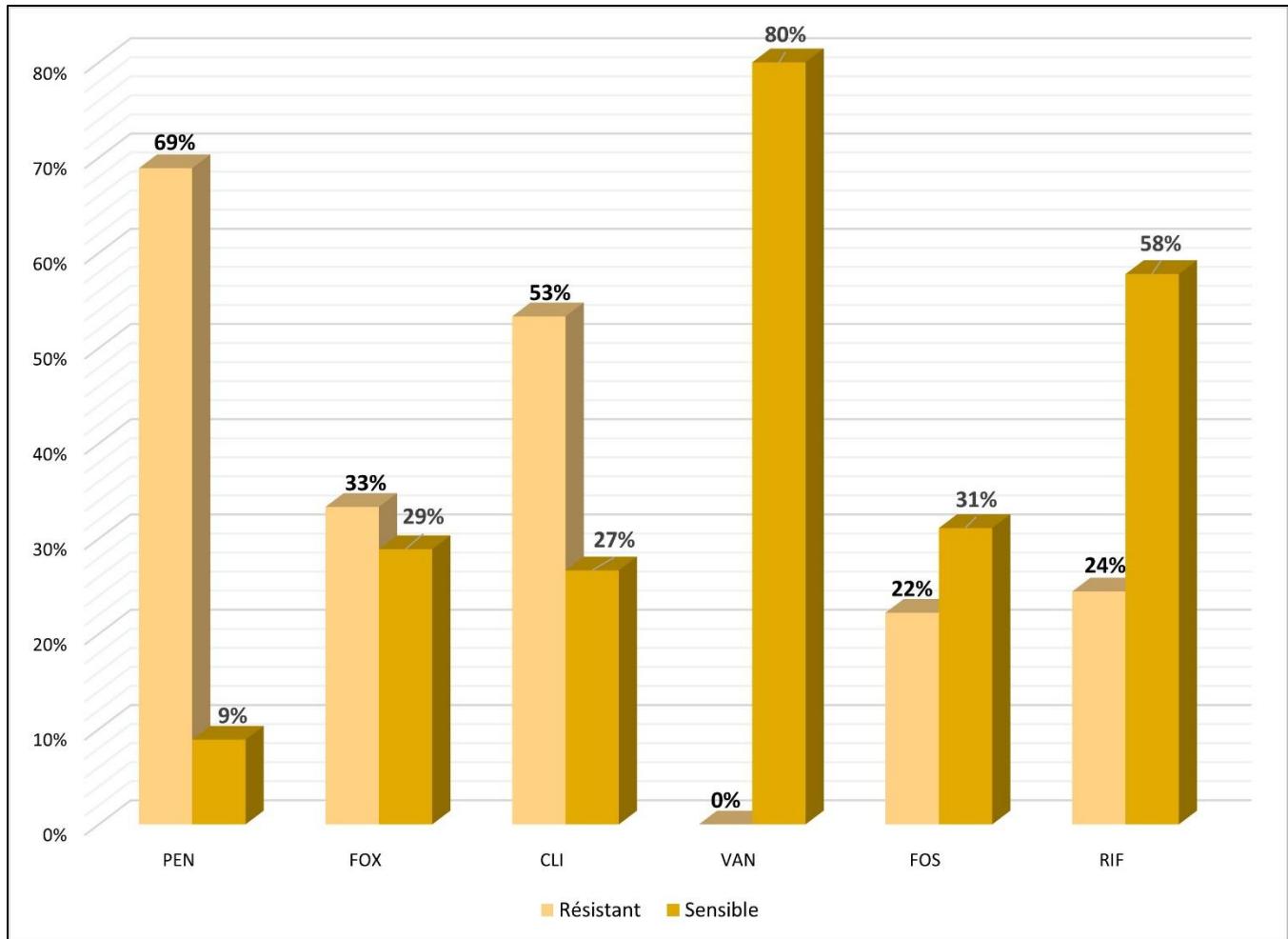


Figure 41: Répartition des staphylocoques selon leur résistance aux antibiotiques (N =45)

2. Analyse Prospective

2.1. Répartition des échantillons selon le résultat de la culture

Sur un total de 220 prélèvements, les résultats des cultures montrent que 42 % étaient positives, 50 % négatives et 9 % contaminées. Le taux de cultures positives indique une performance satisfaisante du diagnostic microbiologique, conforme aux données rapportées par (**Richards et al., 1999**), qui ont observé des taux similaires en soins intensifs. En revanche, la proportion importante de cultures négatives peut s'expliquer par une antibiothérapie préalable, des infections non bactériennes ou des conditions inadéquates de prélèvement, ce que souligne également (**Weinstein, 1997**) dans son étude sur les limites de détection des infections nosocomiales. Le taux de contamination (9 %) reste dans la marge acceptable fixée par le (**CDC, 2023**), mais témoigne

malgré tout d'un besoin de renforcer les protocoles d'asepsie. Ces résultats sont comparables à ceux de (**Bouza et al., 2001**), qui ont trouvé des taux de positivité variant de 35 à 55 % et des taux de contamination allant jusqu'à 12 % selon les milieux hospitaliers étudiés en Europe.

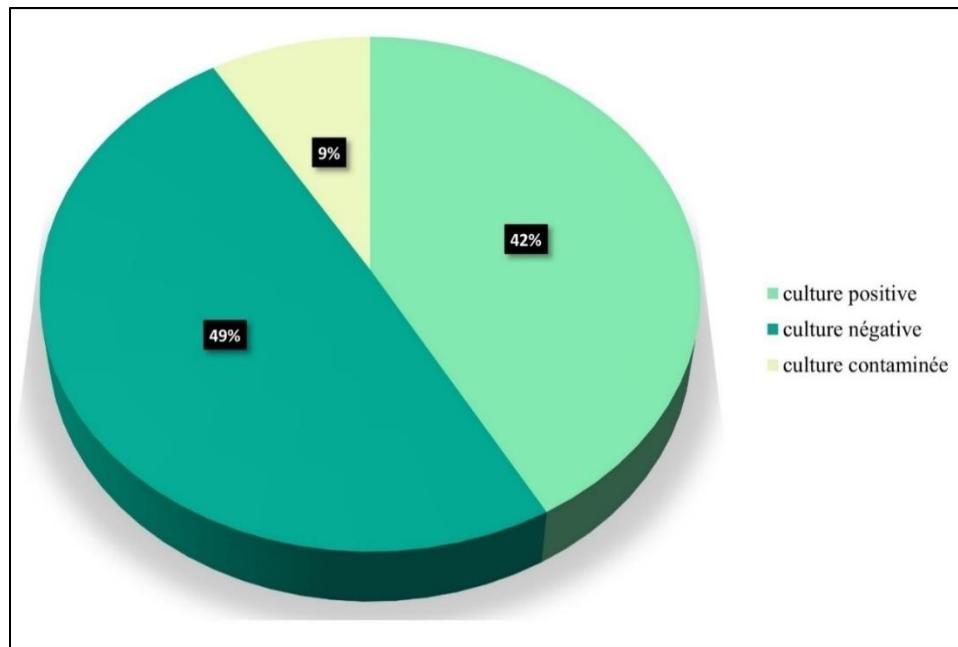


Figure 42: Répartition des échantillons selon le résultat de la culture (N=220)

2.2. Répartition des germes isolés

L'analyse microbiologique des prélèvements a permis d'isoler 92 germes, mettant en évidence une diversité d'agents pathogènes impliqués dans les infections associées aux soins. Le germe le plus fréquemment identifié est *Staphylococcus aureus* avec 25 isolats (27 %), confirmant son rôle prépondérant dans les infections nosocomiales, notamment cutanées et invasives. En deuxième position, *Escherichia coli* représente 20 % des souches isolées (18 cas), ce qui reflète sa forte implication dans les infections urinaires, digestives, et parfois systémiques, en particulier chez les patients fragiles. D'autres *entérobactéries* sont également présentes, telles que *Proteus mirabilis*, *Proteus spp.*, *Klebsiella pneumoniae*, *Morganella morganii*, *Citrobacter spp.*, *Enterobacter spp.* et *Serratia spp.*, représentant collectivement près de 30 % des isolats, traduisant une circulation notable de ces bactéries à Gram négatif dans l'environnement hospitalier. Parmi les agents non fermentatifs, on note la présence de *Pseudomonas aeruginosa* (3 %) et *Acinetobacter spp.* (2 %), deux pathogènes redoutés pour leur résistance fréquente aux antibiotiques et leur association à des

Résultats et discussion

infections sévères en réanimation. La détection de *Staphylococcus blanc*, *Streptococcus spp.*, ainsi que de levures (6 cas, soit 7 %), suggère également la nécessité de maintenir une vigilance microbiologique sur l'ensemble du spectre des pathogènes opportunistes. Cette diversité microbienne est cohérente avec les données de la littérature, qui soulignent que les infections nosocomiales sont causées par un éventail large de germes dont la distribution dépend des services hospitaliers, des pratiques de soins et de l'écologie locale (**Magill et al., 2018**).

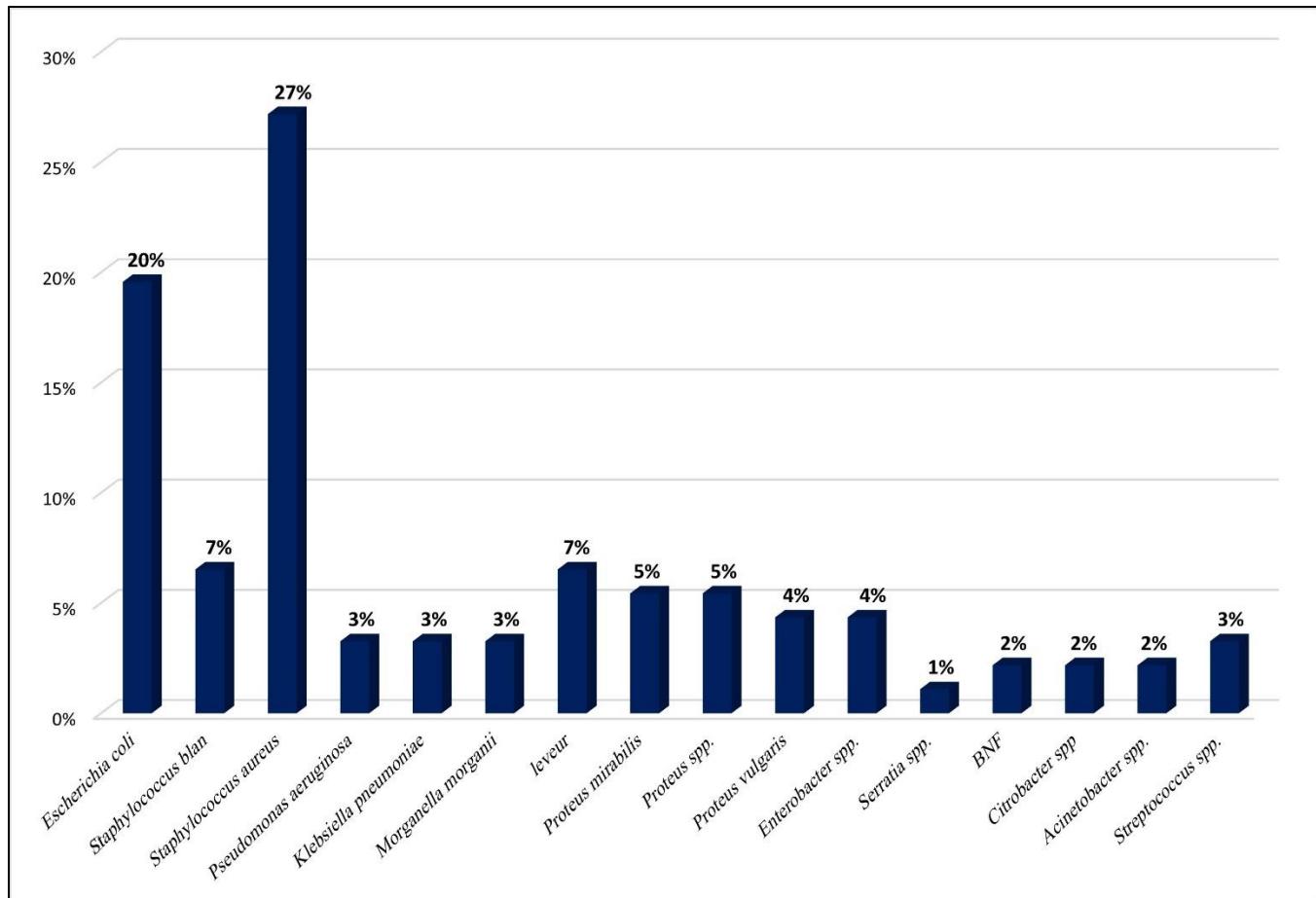


Figure 43: Répartition des germes isolés (N=92)

2.3. Répartition des bactéries isolées selon le Gram

L'analyse des 86 souches bactériennes isolées révèle une prédominance des bactéries à Gram négatif (60 %), contre 40 % pour les Gram positif. Cette tendance est fréquemment observée dans les infections nosocomiales, notamment en milieu hospitalier, où les bacilles à Gram négatif tels que *Escherichia coli*, *Klebsiella spp.*, *Pseudomonas aeruginosa* sont largement responsables d'infections urinaires, respiratoires et sanguines. Ce résultat concorde avec les données de (**Magill et al., 2014**), qui ont montré une forte représentation des Gram négatif (55 à 65 %) dans les infections associées aux soins aux États-Unis. De même, une étude épidémiologique multicentrique européenne menée par (**Zarb et al., 2012**) confirme cette dominance, en mettant en évidence la présence élevée de bacilles à Gram négatif, particulièrement résistants aux antibiotiques. Toutefois, les bactéries à Gram positif, notamment les cocci comme *Staphylococcus aureus* et *Enterococcus spp.*, conservent une importance clinique majeure en raison de la fréquence croissante de souches résistantes comme le SARM (*staphylocoque doré résistant à la méthicilline*), phénomène largement documenté par (**Klein et al., 2016**). Ces résultats soulignent l'urgence d'adapter les politiques de prévention et de traitement selon la distribution locale des agents pathogènes.

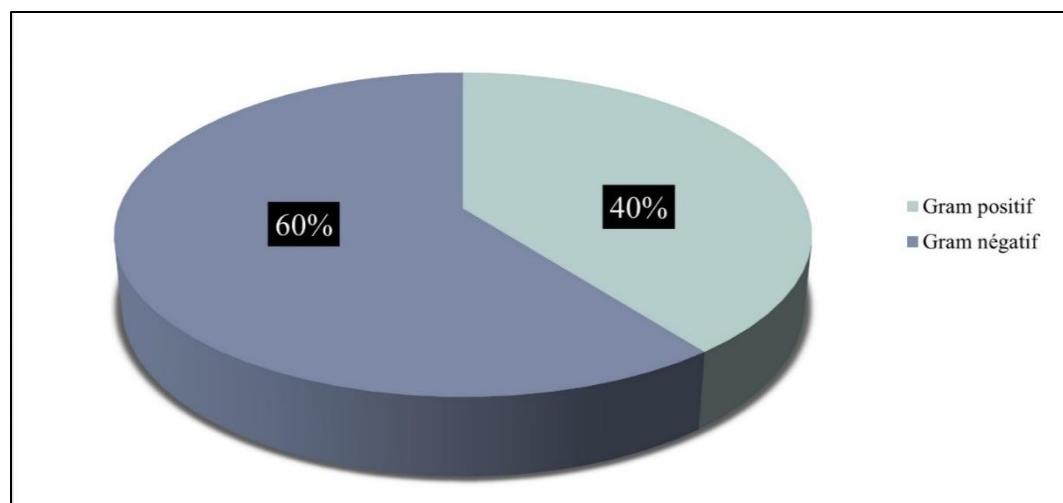


Figure 44: Répartition des bactéries isolées selon le Gram (N=86)

2.4. Répartition des bactéries isolées dans les examens cytobactériologiques des urines et du pus

L'étude comparative des germes isolés à partir des prélèvements d'urines (ECBU) et de pus met en évidence une différence significative dans la diversité et la fréquence des agents pathogènes selon le site de l'infection. Pour les ECBU ($N = 21$), le germe prédominant est *Escherichia coli* avec 52 % des cas, ce qui concorde avec son rôle bien établi en tant qu'agent étiologique majeur des infections urinaires, aussi bien communautaires que nosocomiales (Flores mireles et al., 2015). Ce taux élevé reflète la capacité d'*E. coli* à adhérer aux cellules uroépithéliales et à former des biofilms résistants aux traitements (Flores mireles et al., 2015). En revanche, les prélèvements de pus ($n = 68$) révèlent une diversité microbienne plus importante, avec une prédominance de *Staphylococcus aureus* (34 %), suivi de différentes entérobactéries telles que *Escherichia coli* (9 %), *Proteus spp.* (18 % au total, toutes espèces confondues), *Klebsiella pneumoniae* (4 %) et *Enterobacter spp.* (4 %).

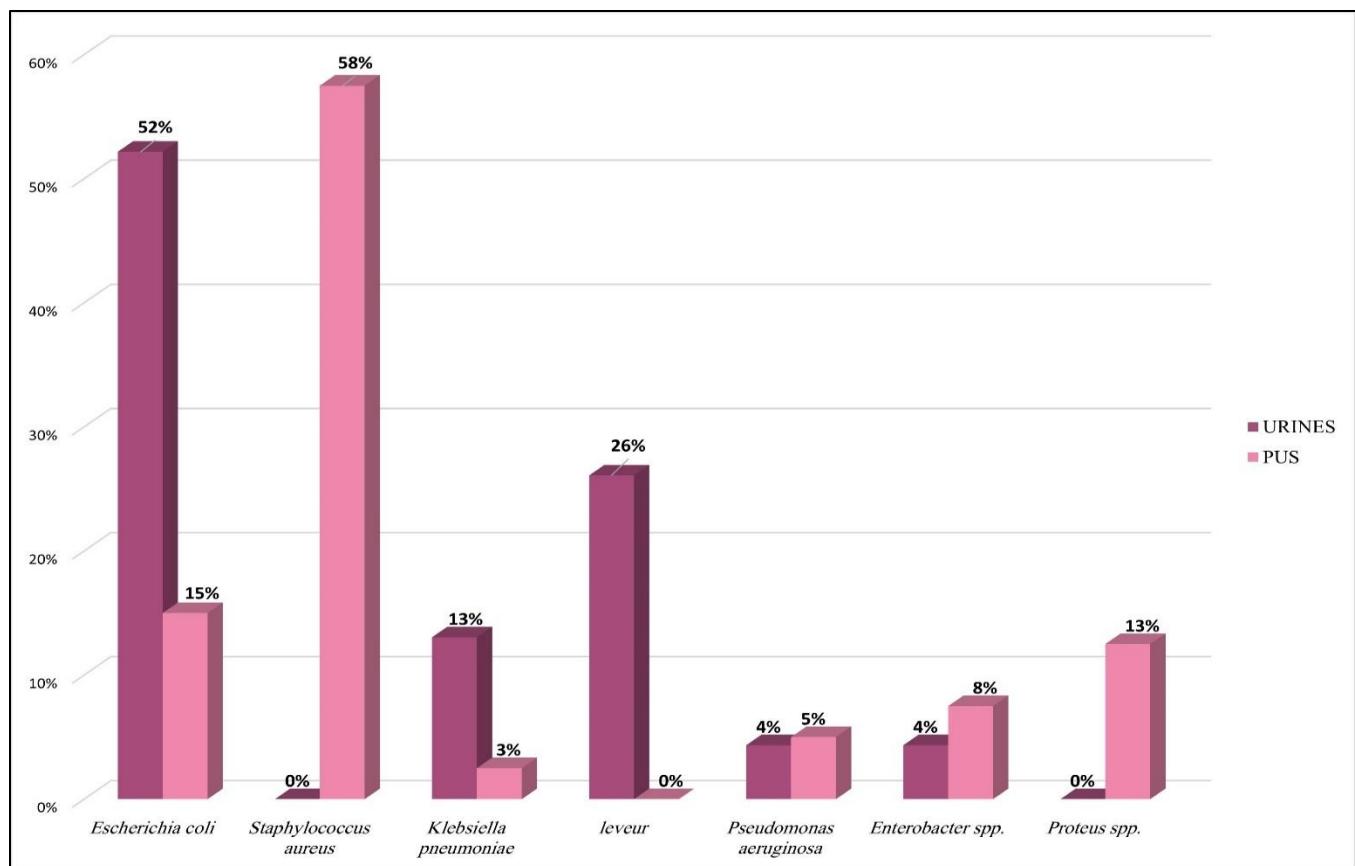


Figure 45: Répartition des microorganismes isolés dans les examens cytobactériologiques des urines et du pus ($N=23$)

Résultats et discussion

Ces résultats illustrent la complexité des infections suppurées, souvent polymicrobiennes, influencées par le site anatomic, l'immunité locale et systémique du patient, ainsi que par les soins médicaux pratiqués (**Lipsky *et al.*, 2012 ; Brook, 2002**). La présence notable de levures dans les ECBU (29 %), contre leur absence dans les prélèvements de pus, suggère une colonisation ou infection fongique opportuniste favorisée dans les voies urinaires par l'usage prolongé de sondes vésicales, de traitements antibiotiques à large spectre, ou un terrain immunodéprimé (**Köves et Wullt, 2016**). Cela reflète également la nature stérile et confinée de l'appareil urinaire, par opposition à la surface ouverte des plaies purulentes, moins propice à la croissance fongique. Enfin, la détection de germes opportunistes et multirésistants tels que *Pseudomonas aeruginosa*, *Acinetobacter spp.* Ou les BNF (bacilles non fermentants), principalement dans les prélèvements de pus, souligne leur implication dans les infections nosocomiales chroniques, en particulier dans les milieux chirurgicaux ou les plaies post-opératoires, où leur résistance aux antibiotiques impose des stratégies thérapeutiques spécifiques (**Tacconelli *et al.*, 2018 ; Flores mireles *et al.*, 2015**).

Conclusion

Conclusion

Les établissements de santé restent confrontés à la menace constante des infections nosocomiales, qui affectent de manière significative la qualité des soins. Ces infections, souvent asymptomatiques à leurs débuts et résistantes aux antibiotiques, peuvent engendrer des conséquences cliniques lourdes, incluant des séjours prolongés et des issues fatales.

Dans le cadre de ce projet de recherche, un stage d'une durée de trois mois a été réalisé au sein de l'EPH Abdelkader Ben Chérif, situé à Ali Mendjeli dans la wilaya de Constantine. Cet établissement regroupe plusieurs services cliniques, notamment la médecine interne, la chirurgie, la pédiatrie, la maternité, la radiologie ainsi que les urgences. Le travail pratique a été effectué au niveau du laboratoire de bactériologie de l'hôpital. L'étude a porté, d'une part, sur l'isolement et l'identification des germes à partir de divers liquides biologiques ; appuyée par une analyse statistique rétrospective (2016–2024) et prospective (janvier–mai 2025), permettant de caractériser les agents pathogènes rencontrés, de cibler les services hospitaliers les plus concernés et de recenser les principaux types de prélèvements analysés. D'autre part, une évaluation de l'efficacité de deux désinfectants utilisés dans l'établissement a été entreprise : un spray professionnel à base de peroxyde d'hydrogène et le produit Steranios, un désinfectant à base de glutaraldéhyde, appliqués sur les surfaces hospitalières et les dispositifs médicaux dans des conditions réelles d'utilisation.

Les résultats obtenus mettent en lumière plusieurs constats importants en matière de lutte contre les infections nosocomiales.

L'analyse microbiologique des échantillons issus de différents liquides biologiques a permis d'identifier un ensemble de germes pathogènes responsables des infections contractées au sein de l'établissement. Les bactéries à Gram négatif se sont révélées prédominantes, avec notamment la fréquence élevée d'*Escherichia coli* (20%), suivie de *Klebsiella pneumoniae* (3%) et de *Proteus mirabilis* (5%). Les bactéries à Gram positif, dont *Staphylococcus aureus* (27%) et *Streptococcus spp* (3%), ont également été isolées dans plusieurs cas.

L'interprétation des résultats de l'antibiogramme souligne une hétérogénéité marquée : chez les entérobactéries, l'amoxicilline affiche un taux de résistance alarmant de 73 %, tandis que la céfoxitine et la gentamicine conservent une bonne activité avec respectivement 86 % et 82 % de souches sensibles ; les bactéries non fermentantes montrent une forte résistance à la rifampicine

(35 %) mais une sensibilité notable à la tobramycine (59 %) ; enfin, les staphylocoques présentent une résistance élevée à la pénicilline (69 %) et à la clindamycine (53 %), tout en restant totalement sensibles à la vancomycine (100 %). Ces résultats soulignent l'urgence d'adapter les traitements aux données locales d'antibiorésistance et d'instaurer des stratégies rigoureuses d'antibioguidage, en phase avec les recommandations internationales de surveillance de la résistance antimicrobienne.

En termes de répartition, les infections urinaires ont représenté la catégorie la plus fréquente, suivies par les infections des plaies post-opératoires. Parmi les services les plus touchés figurent la médecine interne, les urgences et la chirurgie.

L'évaluation de l'efficacité des désinfectants dans les différents services de l'établissement a permis de dégager plusieurs constats importants. Les résultats ont montré que la désinfection à l'aide d'un spray professionnel à base de peroxyde d'hydrogène ou du Steranios à base de glutaraldéhyde n'est réellement efficace que si certaines conditions sont respectées, notamment un nettoyage préalable, un temps de contact suffisant et une application par friction.

Dans plusieurs cas, la persistance de la contamination après désinfection a été observée, traduisant une inefficacité liée à un protocole mal appliqué plutôt qu'à une défaillance intrinsèque du produit. Cela met en évidence la nécessité de la formation continue du personnel, du contrôle de la qualité de la désinfection, ainsi que de l'harmonisation des protocoles.

La désinfection hospitalière constitue un pilier fondamental dans la prévention des infections nosocomiales. Son efficacité repose sur l'élaboration de protocoles clairs, leur diffusion dans les différents services, et leur mise en œuvre rigoureuse par l'ensemble du personnel soignant. La formation continue en hygiène hospitalière, incluant les bonnes pratiques de désinfection des surfaces et des dispositifs médicaux, est essentielle pour garantir des gestes adaptés au quotidien.

Au terme de cette étude, nous soulignons l'importance de la surveillance microbiologique périodique des surfaces hospitalières ainsi que des dispositifs médicaux, qui permet d'évaluer l'efficacité des désinfectants en conditions réelles d'utilisation. Enfin, nous recommandons d'étendre les investigations à d'autres sources de contamination potentielles, afin d'améliorer continuellement les stratégies de désinfection et de prévention dans les établissements de soins.

Références bibliographiques

1. **Aid, R., et al.** (2024). Etude épidémiologique des infections nosocomiales d'origine bactériennes à Médéa. Mémoire présenté pour obtenir le diplôme de master en sciences biologique. Université de Médéa, pp: 3.
2. **Ait mimoune, N., et al.** (2022). Bacteriological profile of urinary tract infections and antibiotic susceptibility of *Escherichia coli* in Algeria. Iran J Microbiol.
3. **Ait sai, D., Yalaoui, H.** (2020). Epidémiologie et prévalence des infections nosocomiales à *Staphylococcus aureus* au niveau des Hôpitaux Algériens. Memoire de fin d'études en vue de l'obtention du diplome master. Universite akli mohand oulhadj. Bouira, pp : 1.
4. **Amazian, K., Rossello, J., Castella, A., Sekkat, S., Terzaki, S., Dhidah, L., Abdelmoumène, T.** (2010). Prévalence des infections nosocomiales dans 27 hôpitaux de la région méditerranéenne. Eastern Mediterranean Health Journal.
5. **Azzouz, L.** (2015). Etude de comportement *d'Escherichia coli* vis-à-vis des antibiotiques, responsable d'infection du tractus urinaire au niveau de l'EPH de Larbaa Nath Irathen. Mémoire de fin d'étude En vue de l'obtention du diplôme de master en Biologie. Université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou, pp: 5.
6. **Bachir, R., Bensaoula, H., Tabet derraz, H.** (2019). Profil de résistance des bactéries non fermentantes en milieu hospitalier : étude rétrospective au CHU Mustapha. Revue Algérienne des Sciences Médicales.
7. **Barbier, F., Wolff, M.** (2010) Multirésistance chez *Pseudomonas aeruginosa* : vers l'impasse thérapeutique.
8. **Beggar, CH.** (2023). Contribution à l'étude des germes nosocomials en milieu hospitalier « Hôpital Debakh Saïd El Mghaier». Mémoire de master. Université Mohamed Khider de Biskra, 3 p.
9. **Belouahad, L., Djebellah, A., Hammidi, D., Djeloul, A/K.** (2025). Examen Microscopique en Bactériologie.
10. **Benamrouche, M., Bounemra, S.** (2021). Analyse bibliographique et revue de littérature sur les infections nosocomiales. Mémoire En Vue de l'obtention du diplôme de Master. Université 8 Mai 1945. Guelma, pp: 3.

- 11. Benayache, R.** (2022). Les infections nosocomiales au service d'orthopédie au CHU Constantine. Mémoire présenté en vue de l'obtention du diplôme de master professionnel en microbiologie et hygiène hospitalière. Université des Frères Mentouri Constantine 1, pp: 7.
- 12. Bernard, G.** (2015). Guide pour le choix des désinfectants : Produits de désinfection chimique pour les dispositifs médicaux, les sols et les surfaces, pp: 4.
- 13. Berrahal, M.** (2025). Les désinfectants, les Antiseptiques et, la Stérilisation, pp: 20.
- 14. Bouakkaz, N., et al.** (2022). Incidence des infections nosocomiales au niveau du service de neonatalogie, Mémoire présenté pour l'obtention du diplôme de master, pp: 4.
- 15. Bouamama, A., Mammeri, M.** (2022). Incidence des infections nosocomiales au service de médecine interne au sein de l'Hôpital Mohamed Boudiaf d'El Khroub de Constantine. Mémoire présenté en vue de l'obtention du diplôme de master. Université Frères Mentouri Constantine 1, pp: 5-6.
- 16. Bouarour, M., Kaabeche, A.** (2024). Implication de l'environnement hospitalier dans la survenue d'infections post opératoires à l'EPH Kais Khencela. Mémoire présenté en vue de l'obtention du Diplôme de Master. Université Frères Mentouri Constantine 1, pp: 29-46.
- 17. Boussena, S.** (2020). Manuel des Travaux Pratiques de Bactériologie, pp: 20-31.
- 18. bouza, E., et al.** (2001). A European perspective on nosocomial urinary tract infections II: Report on incidence, clinical characteristics and outcome . Clinical Microbiology and Infection, Volume 7, Issue 10, pp: 532–542.
- 19. Bouza, E., San juan, R., Muñoz, P., Voss, A., Kluytmans, J. A.** (2001). European perspective on nosocomial urinary tract infections I: Report on incidence, clinical characteristics and outcome. Clinical Microbiology and Infection.
- 20. Brook, I.** (2002). Secondary bacterial infections complicating skin lesions. Journal of Medical Microbiology, 51(10), pp: 808–812.
- 21. Centers for Disease Control and Prevention (CDC).** (2023). Laboratory Best Practices: Reducing Blood Culture Contamination. U.S. Department of Health & Human Services.
- 22. Chambers, H. F.** (2001). The changing epidemiology of *Staphylococcus aureus*? Emerging Infectious Diseases.
- 23. Chang, S., et al.** (2003). Infection with vancomycin-resistant *Staphylococcus aureus* containing the vanA resistance gene.

- 24. Charles, B.** (2025). Acide peracétique : structure, propriétés, production, utilisations, Acide peracétique : structure, propriétés, production, utilisations -Science.
- 25. Cheballah, L., Mamou, CH., Kassous, D.** (2020). Evaluation du degré d'implication des professionnels de la santé dans la prévention des Infections liées aux soins dans quelques établissements de soin de la wilaya de Tizi-Ouzou. Mémoire de fin d'étude. Université Mouloud Mammeri -Tizi-Ouzou, pp: 4-6.
- 26. Cherafa, I., Ziadi chibane, M.** (2017). Isolement des bactéries en milieu hospitalier et l'étude de la résistance aux antibiotiques. Mémoire en vue de l'obtention du diplôme de master. Université 08 Mai 1945 Guelma, pp: 24.
- 27. Aly abbara.** (2025). Désinfectants classification et caractéristique. Livre interactif en Gynécologie Obstétrique.
- 28. Ducel, G., Fabry, J., Nicolle, L.** (2002). Prévention des infections nosocomiales. Organisation Mondiale de la Santé, 2ème édition, pp: 5-8.
- 29. European Centre for Disease Prevention and Control (ECDC).** (2023). Antimicrobial resistance surveillance in Europe 2023. Annual report of the European Antimicrobial Resistance Surveillance Network (EARS-Net).
- 30. European Centre for Disease Prevention and Control (ECDC).** (2023). Annual epidemiological report. Data quality and reporting challenges during COVID-19.
- 31. El Harti, J., Rahali, Y., Fadhil, F., Nouini, Y.** (2012). Désinfection du matériel d'endoscopie. Maroc medical.
- 32. El mekki, A., Bouziane, A., Rahali, Y.** (2020). Sensibilité des entérobactéries urinaires aux antibiotiques en contexte maghrébin : étude multicentrique. Revue Maghrébine de Biologie, 12(3), pp: 90–97.
- 33. Fki, H., Yaïch, S., Jdidi, J., Karray, A., Kassis, M., Damak, J.** (2008). Epidemiologie des infections nosocomiales dans les hopitaux universitaires de Sfax : Resultats de la premiere enquête nationale de prevalence de l'infection nosocomiale. Service de médecine communautaire et d'épidémiologie. Chu Hédi Chaker, Sfax, Tunisie, pp: 22.
- 34. Flores-Mireles, A. L., Walker, J. N., Caparon, M., Hultgren, S. J.** (2015). Urinary tract infections: Epidemiology, mechanisms of infection and treatment options. Nature Reviews Microbiology, 13(5), pp: 269–28.

- 35. Foughali, R., Meghezzi, W.** (2023). Étude des infections nosocomiales au niveau du service de Dermatologie du CHU-Constantine durant et après la pandémie COVID-19. Mémoire présenté en vue de l'obtention du diplôme de Master. Université Frères Mentouri Constantine 1, pp: 13.
- 36. Fousseyen, G.** (2022). Etude relative aux infections nosocomiales et à la responsabilité des établissements de santé : les cas de la France et du Mali, pp: 19-20.
- 37. Gaétan, L.** (2025). Désinfectant : un guide du produit approprié pour votre entreprise. Redéfinir l'hygiène.
- 38. Griemann, M., Tergast, T. L., Simon, N., Kabbani, A. R., Manns, M. P., Wedemeyer, H., Cornberg, M. Maasoumy, B.** (2022). Nosocomial infections in females compared with males with decompensated liver cirrhosis. *Scientific Reports*, 12, Article 3285.
- 39. Groenendijk, L., Huttner, B., Stirnemann., J.** (2019). Pneumonie nosocomiale : vers la fin du « tout Tazobac » et l'affinement du traitement antibiotique ?. *Revue médicale suisse*, pp: 1-2.
- 40. Guefaifia, N., Hamil, N., Touati, B.** (2017). Etude de l'activité antibactérienne des biocides sur les bactéries responsables des infections nosocomiales. Mémoire En Vue de l'Obtention du Diplôme de Master. Université 8 Mai 1945 Guelma, pp: 8-9.
- 41. Gupta, K., Hooton, T. M., Naber, K. G., et al.** (2011). International clinical practice guidelines for the treatment of acute uncomplicated cystitis and pyelonephritis in women: A 2010 update by the Infectious Diseases Society of America and the European Society for Microbiology and Infectious Diseases. *Clinical Infectious Diseases*, 52(5), e103–e120.
- 42. Hamza, R., Kammoun, H., Dhaouad, M.** (2009). Hygiène hospitalière et lutte contre les infections associées aux soins, pp: 12.
- 43. Hassani, N., Debbache, S.** (2023). Incidence des infections nosocomiales au service de réanimation de l'Hôpital Militaire Régionale Universitaire de Constantine (HMRUC). Mémoire présenté en vue de l'obtention du diplôme de Master. Université Frères Mentouri Constantine 1, pp: 9-20.
- 44. Hassoune, S., Nani, S., Ouhadous, M., Aalloula, O., Benbachir, M., Maaroufi, A.** (2012). Incidence des bactériémies nosocomiales dans les services à haut risque du centre hospitalier universitaire de Casablanca (Maroc). *La revue Pratiques et Organisation des Soins*, volume 43, numéro 1, pp: 19-24.
- 45. Inrs.** (2022). Peroxyde d'hydrogène et solutions aqueuses Fiche toxicologique n°123.

- 46. Jean, S. S., Ko, W. C., Hsueh, P. R.** (2017). The role of amikacin in the treatment of multidrug-resistant Gram-negative infections. *International Journal of Antimicrobial Agents*.
- 47. Kampf, G., Todt, D., Pfaender, S., Steinmann, E.** (2020). Persistence of coronaviruses on inanimate surfaces and their inactivation with biocidal agents. *Journal of Hospital Infection*, 104(3), pp: 246–251.
- 48. Khedher, S., Bouslama, L., Gharbi, A.** (2021). Évaluation de la résistance aux antibiotiques chez les *entérobactéries* isolées des infections urinaires à Sfax (Tunisie). *Médecine et Maladies Infectieuses*, 51(4), pp: 312–318.
- 49. Klein, E. Y., et al.** (2016). Global increase and geographic convergence in antibiotic consumption between 2000 and 2015.
- 50. Kouadri, F., Boudjella, H., Ait ouamar, H.** (2022). Profil de résistance des *entérobactéries* isolées d'infections urinaires dans un hôpital algérien. *Revue Algérienne de Microbiologie Clinique*, 9(1), pp: 45–52.
- 51. Köves, B., Wullt, B.** (2016). The roles of the host and the pathogens in urinary tract infections. *European Urology Supplements*, 15(4), pp: 88–94.
- 52. Kumar, S., et al.** (2020). Global emergence of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* (MRSA): epidemiology and clinical implications. *Journal of Global Antimicrobial Resistance*.
- 53. Leclercq, R.** (2002). Mechanisms of resistance to macrolides and lincosamides: nature of resistance elements and their clinical implications.
- 54. Lemsanni, M.** (2016). Les infections nosocomiales en réanimation pédiatrique. Thèse de doctorat en médecine, Faculté de Médecine et de Pharmacie de Marrakech, Université Cadi Ayyad.
- 55. Ling, Z., Yin, W., Shen, Z., Wang, Y., Shen, J., Walsh, T. R.** (2020). Epidemiology of mobile colistin resistance genes mcr-1 to mcr-10. *The Lancet Infectious Diseases*, 20(1), e52–e62.
- 56. Lipsky, B. A., Dryden, M., Gottrup, F., Nathwani, D., Seaton, R. A., Stryja, J.** (2012). Antimicrobial stewardship in wound care: A position paper from the British Society for Antimicrobial Chemotherapy and European Wound Management Association. *Journal of Antimicrobial Chemotherapy*, 67(2), pp: 301–308.
- 57. Livermore, D. M.** (2002). Multiple mechanisms of antimicrobial resistance in *Pseudomonas aeruginosa*: our worst nightmare? *Clinical Infectious Diseases*.

- 58. Lucan.** (2024). Le peroxyde d'hydrogène : utilisations, propriétés et précautions, la chimie protocoles d'utilisation en milieu hospitalier.
- 59. Madi, S., Djema, K.** (2019). Isolement et caractérisation des bactéries multi résistantes impliquées dans les infections nosocomiales et l'environnement hospitalier au niveau de l'hôpital de Lakhdaria. memoire de fin d'études en vue de l'obtention du diplome mastre. Universite akli mohand oulhadj. Bouira, pp: 30-33.
- 60. Magill, S. S., et al.** (2014). Multistate point-prevalence survey of health care-associated infections.
- 61. Magill, S. S., O'Leary, E., Janelle, S. J., et al.** (2018). Changes in Prevalence of Health Care-Associated Infections in U.S. Hospitals.
- 62. Marie, B. P.** (2008). Étude de l'influence du nettoyage et de la désinfection et des procédés d'abattage en abattoir de volailles sur le niveau de résistance aux antibiotiques des campylobacters. these présentée devant l'université de rennes 1, pp: 84.
- 63. Mchich, A.** (2002). Les infections nosocomiales à propos de 55 cas colligés au Maroc. These présentée et soutenue publiquement pour obtenir le grade de docteur en pharmac. Université Cheikh Anta Diop De Dakar.
- 64. Mosbah, A.** (2023). Agents chimiques, antiseptiques et désinfectants, pp: 10-11.
- 65. Mekhloufi, I., Benabdellalek, A.** (2019). L'incidence des infections nosocomiales au service de réanimation de l'hôpital militaire régionale universitaire de Constantine (2019). Mémoire présenté en vue de l'obtention du diplôme de Master. Université Frères Mentouri Constantine 1, pp: 8.
- 66. Nouichi, S.** (2024). Tests d'identification biochimique des bactéries. Institut des sciences de la nature et de la vie.
- 67. Organisation mondiale de la santé (OMS).** (2016). Decontamination and Reprocessing of Medical Devices for Health-care Facilities.
- 68. Organisation mondiale de la santé (OMS).** (2019). Lignes directrices pour la prévention des infections associées aux soins.
- 69. Organisation mondiale de la santé (OMS).** (2020). Nettoyage et désinfection des surfaces environnementales dans le cadre de la COVID-19.
- 70. Organisation mondiale de la santé (OMS).** (2022). De bons programmes de lutte anti-infectieuse peuvent diminuer les infections nosocomiales de 70 %.

- 71. Organisation mondiale de la santé (OMS).** (2022). Impact de la pandémie de COVID-19 sur les services de santé essentiels : un aperçu mondial.
- 72. Oubihi, B.** (2015). Epidémiologie des infections nosocomiales en milieu de réanimation. Thèse de doctorat en médecine. Université Cadi Ayyad.
- 73. Oudjdi, Z., Rabah, H., Aribi, S.** (2023). Enquête sur les principaux germes responsables des maladies nosocomiales dans les établissements hospitaliers de la Wilaya de Tiaret. Mémoire de fin d'études En vue de l'obtention du diplôme de Master académique. Université Ibn Khaldoun.Tiaret, pp: 3.
- 74. Paterson, D. L., Bonomo, R. A.** (2005). Extended-spectrum β -lactamases: a clinical update. Clinical Microbiology Reviews, 18(4), pp: 657–686.
- 75. Peyrat, M.** (2008). Résistance des biofilms bactériens aux désinfectants chimiques : Influence de la structure et des conditions environnementales. Thèse de doctorat, Université de Nantes. HAL archives ouvertes.
- 76. Pierrot, S.** (2015). Portage de bactéries multirésistantes en structures d'accueil pour personnes âgées : Évaluation d'une politique de dépistage ciblé en fonction des facteurs de risque. Thèse de doctorat. Université de Lorraine, pp: 26.
- 77. Poole, K.** (2004). Efflux-mediated multiresistance in Gram-negative bacteria.
- 78. Richards, M. J., Edwards, J. R., Culver, D. H., Gaynes, R. P.** (1999). Nosocomial infections in medical intensive care units in the United States. Critical Care Medicine.
- 79. Riegel, P.** (2003). Aspects bactériologiques des infections urinaires nosocomiales. Vol 33 - N° S4, pp: 255-265.
- 80. Rosenthal, V. D., et al.** (2020). Device-associated infections in 45 countries: findings of the International Nosocomial Infection Control Consortium (INICC).
- 81. Rutala, W. A., Weber, D. J.** (2016). Disinfection, sterilization, and antisepsis: An overview. American Journal of Infection Control, 44(5), e1–e6.
- 82. Rybak, M. J., et al.** (2009). Therapeutic monitoring of vancomycin in adult patients: a consensus review. American Journal of Health-System Pharmacy.
- 83. Saiah, S.** (2023). Les bactéries résistantes impliquées dans les infections nosocomiales. Projet de fin d'études pour l'obtention du diplôme de master 2. Université Ain Temouchent Belhadj Bouchaib, pp: 19.

- 84.** Saidi, A., Tabet, A., Guemache, A. (2019). Épidémiologie et profils de résistance des bactéries uropathogènes dans un hôpital universitaire algérien. Bulletin de la Société de Pathologie Exotique, 112(2), pp: 89–96.
- 85.** Sanjay, S. (2024). Pneumonie nosocomiale. University at Buffalo, Jacobs School of Medicine and Biomedical Sciences.
- 86.** Soin, H. (2018). Le peroxyde d'hydrogène : historique, toxicité et applications. These pour le diplome d'etat de docteur en pharmacie, pp: 33.
- 87.** Tacconelli, E., Carrara, E., Savoldi, A., et al. (2018). Discovery, research, and development of new antibiotics: The WHO priority list of antibiotic-resistant bacteria and tuberculosis.
- 88.** Traoré a, O., Aumeran, C., Henquell, C. (2009). Particularités épidémiologiques et prévention des infections nosocomiales virales Epidemiologic characteristics and prevention of viral nosocomial infections. Elsevier Masson France.
- 89.** Weber, D. J., Rutala, W. A., Miller, M. B., Huslage, K., Sickbert-Bennett, E. (2013). Role of hospital surfaces in the transmission of emerging health care-associated pathogens: Norovirus, *Clostridium difficile*, and *Acinetobacter* species. American Journal of Infection Control, 38(5), S25–S33.
- 90.** Weber, D. J., Rutala, W. A., Miller, M. B., Huslage, K., Sickbert-Bennett, E. (2013). Role of hospital surfaces in the transmission of emerging health care-associated pathogens: Norovirus, *Clostridium difficile*, and *Acinetobacter* species. Am J Infect Control, 38(5 Suppl 1). S25–S33 p.
- 91.** Weinstein R. A. (1997). Nosocomial infection update. Emerging Infectious Diseases.
- 92.** WHO. (2019). Guidelines on core components of infection prevention and control programmes at the national and acute health care facility level.
- 93.** William, A., David, J. (2024). Guideline for Disinfection and Sterilization in Healthcare Facilities, pp: 18-36.
- 94.** Zarb, P., et al. (2012). The European Centre for Disease Prevention and Control (ECDC) pilot point prevalence survey of healthcare-associated infections and antimicrobial use.
- 95.** Zerari, Z., Dje kouadio, K. (2014). Les infections nosocomiales : cas de l'infection urinaire. Mémoire En vue de l'obtention du diplôme de Master en Microbiologie. Université Frères Mentouri Constantine 1, pp: 14-38.

96. Zhao, L., et al. (2021). Epidemiology of urinary tract infections in China: a 20-year systematic review. J Glob Antimicrob Resist.

Webographie

1. Infections du site opératoire (ISO) :

<https://www.chirurgie-gynecologie.fr/chirurgie/les-infections-post-operatoires-risques-prevention-et-traitement.html>

2. Description chimique de peroxyde d'hydrogène :

<https://material-properties.org/fr/peroxyde-dhydrogene/>

3. Propriétés physico-chimiques

<https://www.thpanorama.com/blog/ciencia/perxido-de-hidrgeno-propiedades-frmula-estructura-y-usos.html>

4. Description chimique de Steranios :

https://www.distrimed.com/product_info.php?products_id=5023

5. Les Propriétés physico-chimiques de steranios :

https://www.free-med.com/cache/documents/product/steranios2_md-fr1-582.pdf

6. Précautions d'emploi:

<https://assets.pim.ecolab.com/media/Original/10013/CH-FR-117603E-ANIOS%20RN.pdf>

7. Coloration du Bleu de Méthylène

<https://microbiologie-clinique.com/Coloration-bleu-methylene.html>

8. TSA :

<https://www.clinisciences.com/achat/cat-gelose-tryptone-soja-milieux-non-5488.html>

9. Gélose Hektoen :

http://py.guillaume1.free.fr/pierre-yves/site%20microbiologie/page%20les%20milieux%20de%20culture/milieu_en_boite/Hecktoen.htm

10. Gélose Chapman

http://py.guillaume1.free.fr/pierre-yves/site%20microbiologie/page%20les%20milieux%20de%20culture/milieu_en_boite/chapman.htm

11. Observation microscopique des polynucléaires

<https://www.hematocell.fr/anomalies-morphologiques-des-leucocytes-sanguins/polynucleaires-neutrophiles-le-cytoplasme-et-ses-anomalies>

12. Observation microscopique des lymphocytes

<https://slideplayer.fr/slide/3853262/>

13. Coloration au Bleu de Méthylène

<https://www.istockphoto.com/fr/search/2/image-film?phrase=coloration+au+bleu+de+m%C3%A9thyl%C3%A8ne+photos>

14. Test catalase

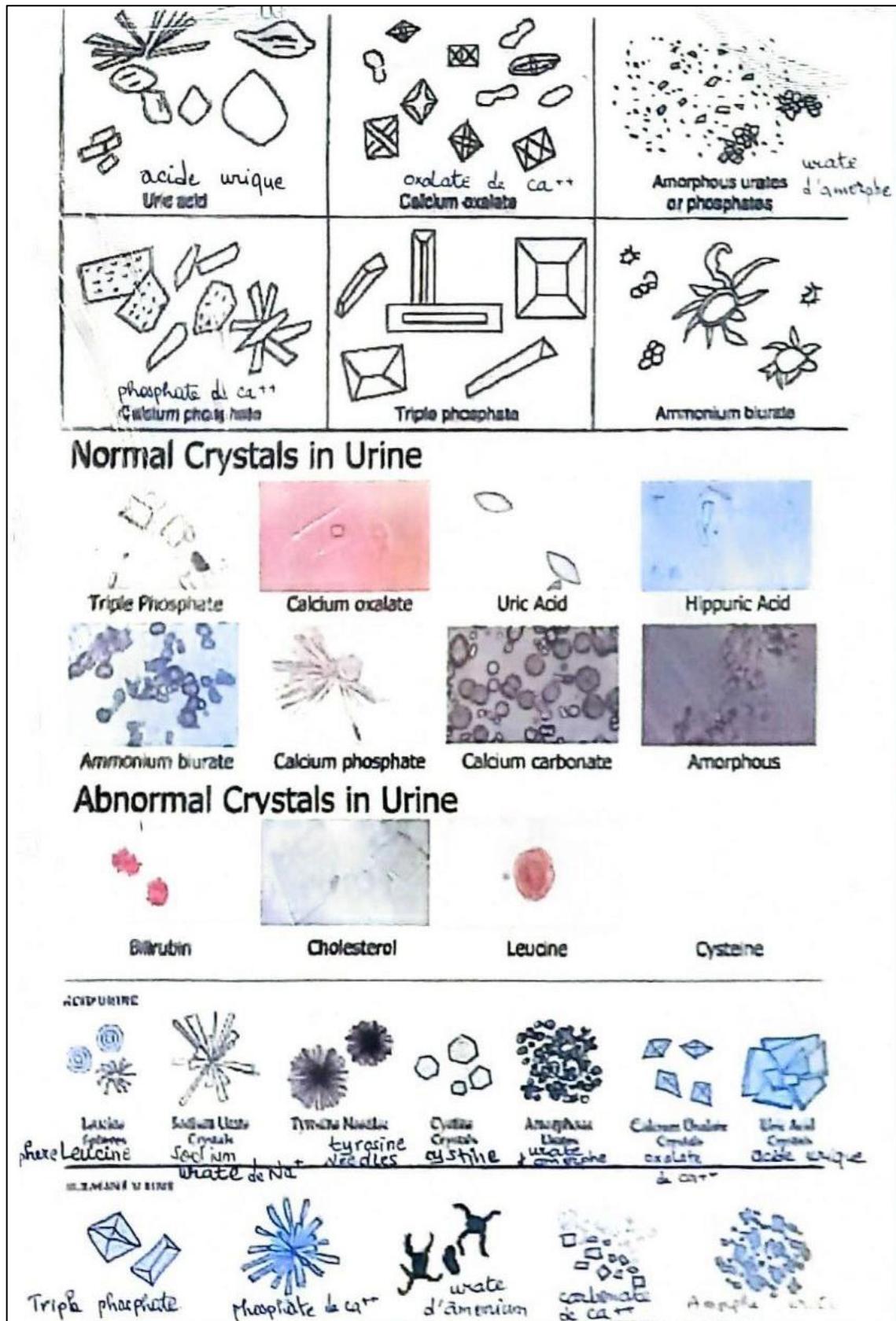
<https://microbiologyinfo.com/catalase-test-principle-uses-procedure-result-interpretation-with-precautio>

Annexes

Annexe 01 : Pratiques recommandées pour l'hygiène des mains en milieu de soins

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>Appliquer une dose de savon</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>Rincer abondamment en partant du bout des doigts</p>  <p>Sécher soigneusement par tamponnement à l'aide d'essuie-mains à usage unique</p>  <p>Fermer le robinet avec le dernier essuie-mains. Jeter l'essuie-mains dans la poubelle sans la toucher avec la main</p>

Annexe 02 : Types de cristaux urinaires observés en microscopie



Annexe 03 : Analyse du liquide céphalorachidien hématique et hémorragique : protocole et interprétation.

LCR Hématique

Si LCR hématique _____ dilution LCR au $\frac{1}{2}$ avec le bleu acétique :
01 volume LCR + 01 volume Bleu acétique

LCR Hémorragique

- CAT : mise en culture systémique
- Résultat :
 - Aspect : LCR hémorragique
 - Numération cellulaire impossible
 - Culture en cours
 - Demander un autre prélèvement sur 03 tubes (technique des 03 tubes)
dans ce cas faire la numération leucocytaire sur l'échantillon le plus clair (3ème tube)
- NB :
Orienter l'origine de l'hémorragie à la demande du clinicien et ce ci par centrifugation du LCR :
 - si surmajeant clair : origine traumatique probable
 - si surmajeant rouge /xanthochromique : origine méningée probable

Résumés

Résumé

Les infections nosocomiales représentent un enjeu majeur de santé publique au sein des établissements hospitaliers. Elles compromettent la sécurité des patients et contribuent à l'augmentation de la morbidité, de la mortalité ainsi qu'aux coûts de prise en charge.

Ce travail s'inscrit dans le cadre d'un stage de trois mois réalisé à l'EPH Abdelkader BEN CHERIF, visant à identifier les principaux agents pathogènes impliqués dans les infections nosocomiales et à évaluer l'efficacité des désinfectants hospitaliers.

Des échantillons de liquides biologiques ont été prélevés auprès de patients hospitalisés dans différents services, puis soumis à une identification phénotypique des bactéries. L'analyse microbiologique, appuyée par une étude statistique rétrospective (2016–2024) et prospective (janvier–mai 2025), a révélé une prédominance de bactéries à Gram négatif, notamment *Escherichia coli* (20 %), *Proteus mirabilis* (5 %) et *Klebsiella pneumoniae* (3 %). Parmi les bactéries à Gram positif, *Staphylococcus aureus* (27 %) et *Streptococcus spp* (3 %) ont été fréquemment isolées.

L'évaluation des deux désinfectants utilisés (spray au peroxyde d'hydrogène et Steranios au glutaraldéhyde) a mis en évidence des cas de contamination persistante, dus à des protocoles mal appliqués. Ces résultats soulignent l'importance d'une surveillance microbiologique régulière et d'une formation continue du personnel pour améliorer les pratiques de désinfection et prévenir les infections associées aux soins.

Mots clés : infections nosocomiales, micro-organismes, désinfection, surfaces hospitalières, dispositifs médicaux.

Abstract

Nosocomial infections represent a major public health concern within healthcare facilities. They compromise patient safety and contribute to increased morbidity, mortality, and healthcare costs. This study was conducted as part of a three-month internship at EPH Abdelkader Ben Cherif, aiming to identify the main pathogenic agents involved in nosocomial infections and to evaluate the effectiveness of hospital disinfectants.

Biological fluid samples were collected from hospitalized patients in various departments and subjected to phenotypic identification of bacteria. Microbiological analysis, supported by a retrospective (2016–2024) and prospective (January–May 2025) statistical study, revealed a predominance of Gram-negative bacteria, particularly *Escherichia coli* (20%), *Proteus mirabilis* (5%), and *Klebsiella pneumoniae* (3%). Among Gram-positive bacteria, *Staphylococcus aureus* (27%) and *Streptococcus* spp. (3%) were frequently isolated.

The evaluation of the two disinfectants used (hydrogen peroxide spray and Steranios with glutaraldehyde) revealed persistent contamination cases due to improperly applied protocols. These findings highlight the importance of regular microbiological monitoring and continuous staff training to improve disinfection practices and prevent healthcare-associated infections.

Keywords: nosocomial infections, microorganisms, disinfection, hospital surfaces, medical devices.

الملخص

تعد العدوى المرتبطة بالرعاية الصحية (العدوى الاستشفائية) أحد التحديات الرئيسية في مجال الصحة العمومية داخل المؤسسات الاستشفائية. فهي تُعرض سلامة المرضى للخطر، وتشهد في زيادة معدلات المراضة والوفيات، فضلاً عن ارتفاع تكاليف الرعاية الصحية.

يندرج هذا العمل في إطار تدريب ميداني مدته ثلاثة أشهر تم إنجازه بمستشفى عبد القادر بن شريف، ويهدف إلى تحديد العوامل الممرضة الرئيسية المتورطة في العدوى المستشفوية وتقييم فعالية المعقمات المستعملة داخل الوسط الاستشفائي.

تم جمع عينات من سوائل بيولوجية من مرضى مقيدمين في مختلف المصالح، ثم إخضاعها لعملية تحديد فينوتيني (ظاهرية) للبكتيريا. وقد كشفت التحاليل الميكروببيولوجية، المدعمة بدراسة إحصائية استرجاعية 2016–2024 واستباقيّة (يناير–مايو 2025)، عن هيمنة البكتيريا سالبة الغرام، خاصة *Escherichia coli* بنسبة 20٪، و *Proteus mirabilis* بنسبة 5٪، و *Klebsiella pneumoniae* بنسبة 3٪. أما بالنسبة للبكتيريا موجبة الغرام، فقد تم عزل *Staphylococcus aureus* بنسبة 27٪، و *Streptococcus spp.* بنسبة 3٪ بشكل متكرر.

أظهرت عملية تقييم فعالية المعقمين المستخدمين (رذاذ ببروكسيد الهيدروجين ومعقم ستيرانيوس المحتوي على الغلوتارالدهيد) وجود حالات تلوث مستمرة، تعود أساساً إلى سوء تطبيق البروتوكولات. وتبين هذه النتائج أهمية المراقبة الميكروببيولوجية المنتظمة، والتكون المستمر للأطقم الطبية، لتحسين ممارسات التعقيم والحد من انتشار العدوى المرتبطة بالرعاية.

الكلمات المفتاحية: العدوى المستشفوية، الكائنات الحية الدقيقة، التعقيم، الأسطح الاستشفائية، الأجهزة الطبية.

Infections nosocomiales : isolement des bactéries en milieu hospitalier et mise en évidence de l'efficacité des désinfectants utilisés.

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

Les infections nosocomiales représentent un enjeu majeur de santé publique au sein des établissements hospitaliers. Elles compromettent la sécurité des patients et contribuent à l'augmentation de la morbidité, de la mortalité ainsi qu'aux coûts de prise en charge.

Ce travail s'inscrit dans le cadre d'un stage de trois mois réalisé à l'EPH Abdelkader BEN CHERIF, visant à identifier les principaux agents pathogènes impliqués dans les infections nosocomiales et à évaluer l'efficacité des désinfectants hospitaliers.

Des échantillons de liquides biologiques ont été prélevés auprès de patients hospitalisés dans différents services, puis soumis à une identification phénotypique des bactéries. L'analyse microbiologique, appuyée par une étude statistique rétrospective (2016–2024) et prospective (janvier–mai 2025), a révélé une prédominance de bactéries à Gram négatif, notamment *Escherichia coli* (20 %), *Proteus mirabilis* (5 %) et *Klebsiella pneumoniae* (3 %). Parmi les bactéries à Gram positif, *Staphylococcus aureus* (27 %) et *Streptococcus spp* (3 %) ont été fréquemment isolées.

L'évaluation des deux désinfectants utilisés (spray au peroxyde d'hydrogène et Steranios au glutaraldéhyde) a mis en évidence des cas de contamination persistante, dus à des protocoles mal appliqués. Ces résultats soulignent l'importance d'une surveillance microbiologique régulière et d'une formation continue du personnel pour améliorer les pratiques de désinfection et prévenir les infections associées aux soins.

Mots-clés : infections nosocomiales, micro-organismes, désinfection, surfaces hospitalières, dispositifs médicaux.

Laboratoire de recherche : Le laboratoire de Bactériologie de l'EPH Abdelkader Ben Chérif, Constantine.

Présidente du jury : Dr BAALI N. (MCA - U Constantine 1 Frères Mentouri).

Encadrante : Dr ZITOUNI H. (MCB - U Constantine 1 Frères Mentouri).

Examinateuse : Dr BELLIL I. (PROF-U Constantine 1 Frères Mentouri).

