République Algérienne Démocratique et Populaire

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

Université de Larbi Tébessi –Tebessa-

Faculté des Sciences Exactes et Sciences de la Nature et de la Vie

Département de Biologie Appliquée

Domaine des Sciences de la Nature et de la Vie

Mémoire

Présenté en vue de l'obtention du diplôme de Master

En : Sciences biologiques

Option : Microbiologie Appliquée

Par :

Melle. NASRALLAH Meriem & Melle. SADDAR Aya

Intitulée :

Caractérisation des bactéries sur les dispositifs médicaux : implication clinique et résistance aux antibiotiques

Devant le jury :

Pr. DEBABZA Manel	**Professeur**	**Université de Tébessa**	**Présidente**
Dr. METROUH Roumaissa	**MCB**	**Université de Tébessa**	**Examinatrice**
Dr. TOUAITIA Rahima	**MCB**	**Université de Tébessa**	**Encadrante**

Date de soutenance :03/06/2026

بِسْـــمِ

قال تعالى ﴿وَمَا تَوفيقي إلا بالله عَلَيه تَوَكَلْتُ وإلَيه آنيبُ ﴾

Remerciement

Avant tout, nous adressons nos louanges et notre profonde gratitude à Allah, le Tout-Puissant, pour nous avoir accordé la force, la patience et la détermination nécessaires à l'aboutissement a ce travail.

Nous tenons à exprimer notre sincère reconnaissance à notre encadrante, **Docteur TOUAITIA Rahima**, pour son soutien constant, sa disponibilité, ses précieux conseils et la confiance qu'elle nous a accordée tout au long de la réalisation de cette étude. Son expertise et ses orientations ont été d'une aide inestimable.

Nos remerciements s'adressent également à l'ensemble des enseignants qui ont contribué à notre formation universitaire. Grâce à leurs connaissances, leur dévouement et leurs encouragements, nous avons pu développer les compétences nécessaires à la réalisation de ce mémoire.

Nous tenons également à remercier **Dr.DEBABZA Manel**, vous nous faites un grand honneur en acceptant de présider ce jury et de consacrer de votre temps pour l'évaluation de notre travail.

Nos remerciements s'orientent ensuite vers **Dr.METROUH Roumaissa**, qui nous a fait l'honneur d'avoir accepté d'examiner et juger ce mémoire avec toute la rigueur scientifique que nous apprécions sincèrement.

Nous exprimons notre profonde gratitude à **Docteur BOUSSAHIA Riadh**, responsable du Laboratoire El Nour, pour la confiance qu'il nous a accordée en nous accueillant au sein de son laboratoire. Ses orientations avisées, son professionnalisme et son accompagnement constant ont largement contribué au bon déroulement de notre stage et à l'enrichissement de notre parcours scientifique.

Merci à toutes et à tous



Dédicace

Avec tout mon amour et ma reconnaissance, je dédie ce travail

À moi-même et à ma chère binôme,

à notre collaboration, notre courage et notre persévérance tout au long de ce parcours universitaire. Je nous souhaite un avenir plein de réussite, de bonheur et de succès.

À mon cher papa ,ZAHREDDINE,

l'homme de peu de mots mais de grands gestes. Tes sacrifices n'ont jamais eu besoin de discours, ils parlaient d'eux-mêmes. Tu m'as appris la dignité dans l'effort, et la fierté dans le silence. Merci d'avoir cru en moi sans le dire, mais en le prouvant.

À ma chère mère ,HASSINA ,

pour son amour infini, son soutien et ses sacrifices ; ta présence à mes côtés a toujours été ma source de force pour affronter les différents obstacles.

À mon frère ,TAKI EDDINE ,

pour sa présence et son encouragement constant. Merci pour ta présence, ta gentillesse et tes encouragements précieux.

À mes chères amies,

SAFA,BOUTHAINA,HANINE,MARWA,ROUDAINA et ISMAHANE.

pour leur soutien, leur sincérité et les beaux moments partagés.

À ma famille,

pour les sourires dans les jours gris, les plats chauds quand l'âme était froide, les petites attentions qui m'ont tenue debout. Dans mes veines, c'est votre amour qui coule.

NASRALLAH Meriem



affection qui ont toujours adouci les étapes de mon parcours.

Mer[illegible] tout ce que vous représentez pour moi et pour l'amour qui nous unit...

[illegible] belle enseignante TOUATIA BAHIMA







Résumé

Les dispositifs médicaux et les surfaces hospitalières constituent des réservoirs potentiels de microorganismes impliqués dans les infections associées aux soins. La surveillance microbiologique de ces équipements est essentielle pour prévenir la propagation des agents pathogènes et des bactéries résistantes aux antibiotiques.

Cette étude avait pour objectif d'évaluer la contamination bactérienne des dispositifs médicaux au sein de l'EPH Mohammed Chebouki de Chéria et des polycliniques multiservices N°03 et N°06, d'identifier les flores isolées et de déterminer leur profil de sensibilité aux antibiotiques.

Cinquante et un prélèvements ont été réalisés par écouvillonnage sur différents dispositifs médicaux et surfaces de soins appartenant à plusieurs services hospitaliers. Les bactéries isolées ont été identifiées par des méthodes phénotypiques basées sur les caractères culturaux, la coloration de Gram et les tests biochimiques. L'étude de la sensibilité aux antibiotiques a été réalisée par la méthode de diffusion sur gélose MH selon les recommandations du CLSI 2026.

Les résultats ont révélé une contamination des dispositifs médicaux avec une diversité des espèces bactériennes. Les bactéries à Gram positif étaient principalement représentées par *Staphylococcus aureus*, *Staphylococcus epidermidis*, *Micrococcus spp.* et *Enterococcus spp.*. Parmi les bactéries à Gram négatif, *Pseudomonas aeruginosa* constituait l'espèce dominante, suivie d'*Aeromonas hydrophila*, *Proteus spp.*, *Klebsiella oxytoca*, *Enterobacter cloacae complex*, *Providencia spp.*, *Pantoea spp.* et *Stenotrophomonas maltophilia*. L'antibiogramme a montré une résistance élevée des souches de *S. aureus* à l'oxacilline, suggérant une forte prévalence de souches résistantes à la méthicilline. Les souches de *P. aeruginosa* ont conservé une bonne sensibilité à l'imipénème, à l'amikacine et aux fluoroquinolones, tandis que certaines entérobactéries ont présenté des profils de multirésistance.

Cette étude met en évidence une contamination des dispositifs médicaux par des bactéries opportunistes potentiellement pathogènes . Les résultats soulignent la nécessité de renforcer les mesures d'hygiène, de désinfection et de surveillance microbiologique afin de réduire le risque de transmission des infections associées aux soins et de limiter la diffusion de l'antibiorésistance.

Mots-clés : dispositifs médicaux, contamination bactérienne, infections associées aux soins, *Staphylococcus aureus*, *Pseudomonas aeruginosa*, antibiorésistance.

Abstract

Medical devices and hospital surfaces constitute potential reservoirs of microorganisms involved in healthcare-associated infections. Microbiological surveillance of these devices is essential to prevent the spread of pathogenic microorganisms and antibiotic-resistant bacteria.

The objective of this study was to evaluate the bacterial contamination of medical devices at Mohammed Chebouki Hospital (EPH) in Chéria and the Multiservice Polyclinics No. 03 and No. 06, to identify the isolated bacterial flora, and to determine their antibiotic susceptibility profiles.

A total of 51 samples were collected by swabbing various medical devices and healthcare surfaces from several hospital departments. The isolated bacteria were identified using phenotypic methods based on colony morphology, Gram staining, and biochemical tests. Antibiotic susceptibility testing was performed using the Mueller–Hinton agar disk diffusion method according to the **CLSI 2026** recommendations.

The results revealed bacterial contamination of medical devices with a wide diversity of bacterial species. Gram-positive bacteria were mainly represented by *Staphylococcus aureus*, *Staphylococcus epidermidis*, *Micrococcus* spp., and *Enterococcus* spp. Among Gram-negative bacteria, *Pseudomonas aeruginosa* was the predominant species, followed by *Aeromonas hydrophila*, *Proteus* spp., *Klebsiella oxytoca*, *Enterobacter cloacae* complex, *Providencia* spp., *Pantoea* spp., and *Stenotrophomonas maltophilia*. Antibiotic susceptibility testing demonstrated a high level of resistance of *S. aureus* isolates to oxacillin, suggesting a high prevalence of methicillin-resistant strains. *P. aeruginosa* isolates remained highly susceptible to imipenem, amikacin, and fluoroquinolones, whereas some Enterobacteriaceae exhibited multidrug-resistant profiles.

This study highlights the contamination of medical devices by opportunistic and potentially pathogenic bacteria. These findings emphasize the need to strengthen hygiene practices, disinfection procedures, and microbiological surveillance in order to reduce the risk of healthcare-associated infections and limit the spread of antimicrobial resistance.

Keywords: Medical devices; Bacterial contamination; Healthcare-associated infections; Antibiotic susceptibility; Antimicrobial resistance; Hospital environment.

ملخص

تُعدّ الأجهزة الطبية والأسطح الاستشفائية خزاناتٍ محتملة للكائنات الحية الدقيقة المتسببة في العدوى المرتبطة بالرعاية الصحية. وتُعدّ المراقبة الميكروبيولوجية لهذه التجهيزات ضرورية للحد من انتشار العوامل الممرضة والبكتيريا المقاومة للمضادات الحيوية.

هدفت هذه الدراسة إلى تقييم التلوث البكتيري للأجهزة الطبية على مستوى المؤسسة العمومية الاستشفائية محمد الشبوكي بالشريعة، والعيادتين المتعددتي الخدمات رقم 03 ورقم 06، مع تحديد الأنواع البكتيرية المعزولة ودراسة نمط حساسيتها للمضادات الحيوية.

تم إجراء واحد وخمسين (51) مسحة باستعمال المسحات القطنية (Swabbing) من أجهزة طبية مختلفة وأسطح الرعاية الصحية التابعة لعدة مصالح استشفائية. وتم التعرف على البكتيريا المعزولة بالاعتماد على الطرق الظاهرية، وذلك من خلال الخصائص الزرعية، وصبغة غرام، والاختبارات الكيميائية الحيوية. كما أُجريت دراسة الحساسية للمضادات الحيوية بطريقة الانتشار على وسط مولر–هنتون(MH) ، وفقًا لتوصيات معهد المعايير السريرية والمخبرية (CLSI) لسنة 2026.

أظهرت النتائج وجود تلوث بكتيري في الأجهزة الطبية مع تنوع في الأنواع البكتيرية المعزولة. وقد تمثلت البكتيريا موجبة الغرام أساسًا في *Staphylococcus aureus* و*Staphylococcus epidermidis* و*Micrococcus* spp. و *Enterococcus* spp.أما البكتيريا سالبة الغرام، فقد كانت *Pseudomonas aeruginosa* الأكثر شيوعًا، تليها *Aeromonas hydrophila* و*Proteus* spp. و*Klebsiella oxytoca* و*Enterobacter cloacae* complex و *Providencia* spp. و*Pantoea* spp. و*Stenotrophomonas maltophilia*. وأظهرت نتائج اختبار الحساسية للمضادات الحيوية ارتفاعًا في مقاومة عزلات *S. aureus* للأوكساسيلين، مما يشير إلى انتشار مرتفع للسلالات المقاومة للميثيسيلين. كما احتفظت عزلات *P. aeruginosa* بحساسية جيدة تجاه الإيميبينيم والأميكاسين والفلوروكينولونات، في حين أظهرت بعض أفراد عائلة المعويات (Enterobacteriaceae) أنماطًا من المقاومة المتعددة للمضادات الحيوية.

تُبرز هذه الدراسة وجود تلوث في الأجهزة الطبية ببكتيريا انتهازية ذات قدرة محتملة على إحداث الأمراض. كما تؤكد النتائج ضرورة تعزيز إجراءات النظافة والتطهير والمراقبة الميكروبيولوجية للحد من خطر انتقال العدوى المرتبطة بالرعاية الصحية والحد من انتشار مقاومة المضادات الحيوية.

الكلمات المفتاحية :الأجهزة الطبية، التلوث البكتيري، العدوى المرتبطة بالرعاية الصحية، *Staphylococcus aureus*، *Pseudomonas aeruginosa*، مقاومة المضادات الحيوية.

Liste des figures

Figure 1. Système de classification des dispositifs médicaux en fonction du risque (conçue par nos soins) 6

Figure 2. Représentation schématique de la formation d'un biofilm d'une espèce bactérienne sur une surface solide.(AHV International, 2026) 17

Figure 3. Certains dispositifs médicaux analysés 27

Figure 4. Schéma récapitulatif du protocole de travail 29

Figure 5. Les prélèvements par écouvillons 31

Figure 6 . Ensemencement dans les milieux de culture 35

Figure 7. API Staph.....37

Figure 8. Antibiogramme par la méthode de diffusion sur gélose MH 38

Figure 9. méthode de conservation des souches bactérienne ....**Error! Bookmark not defined.**

Figure 10. Répartition des bactéries selon la coloration de Gram à l'EPH 42

Figure 11. Répartition des bactéries selon la coloration de Gram au polyclinique multiservices N°03 42

Figure 12. Répartition des bactéries selon la coloration de Gram au polyclinique multiservices N°06 43

Figure 13 . Heatmap illustre la distribution quantitative des isolats bactériens par établissement.....48

Figure 14. Profil de sensibilité des souches de Pseudomonas 52

Figure 15. Profil d'antibiogramme d'Aeromonas hydrophila 53

Listes de tableaux

Tableau 1. les principaux types d'infections nosocomiales par dispositifs (Dadi et al., 2021) ..7

Tableau 2. Les différences entre bactéries Gram-positives et Gram-négatives impliquées dans les infections nosocomiales (Odoi et al., 2025) 15

Tableau 3. Principaux rôles du biofilm dans la persistance et pathogénicité (Liu et al., 2023) (Abebe, 2020). 18

Tableau 4. Présente les mécanismes en quelques grandes catégories, communes à de nombreux antibiotiques (Galgano et al., 2025),(Gauba et Rahman, 2023),(Nadeem et al., 2020). 19

Tableau 5. les spécificités des souches résistantes MRSA, ESBL et MBL (Masoud et al., 2021; de Oliveira Santos et al., 2022).....22

Tableau 6. Les caractères de la galerie biochimique classique.....36

Tableau 7. Présentation des prélèvements selon les classes et les services de l'EPH 39

Tableau 8. Présentation des prélèvements selon les classes et les services de polycliniques multiservices N°03.....40

Tableau 9. présentation des prélèvements selon les classes et les services de polycliniques multiservices N°06.....40

Tableau 10. Identification des bactéries à Gram positif 45

Tableau 11. Identification des bactéries à Gram négatif.....46

Tableau 12. profil de sensibilité des souches de staphylococcus aureus aux antibiotiques testés selon le CLSI 2026.....49

Tableau 13. Résultats de l'antibiogramme des souches d'Enterococcus spp. 50

Tableau 14. Profil de sensibilité des souches d'entérobactéries 53

Liste des abréviations

ADNe : ADN extracellulaire

AK : Amikacine

AM : Ampicilline

AMC : Amoxicilline + acide clavulanique

ATB : Antibiotiques

BLSE : Bêta-lactamases à spectre étendu

CAUTI : Catheter-Associated Urinary Tract Infection

CIP : Ciprofloxacine

CLABSI : Central Line-Associated Bloodstream Infection

CLSI : Clinical and Laboratory Standards Institute

CN : Gentamicine

DA : Clindamycine

DM : Dispositifs médicaux

DO : Doxycycline

E : Érythromycine

E. coli : *Escherichia coli*

EPH : Établissement Public Hospitalier

EPS : Substances polymériques extracellulaires

F : Nitrofurantoïne

FA : Acide fusidique

FOX : Céfoxitine

I : Intermédiaire

IMP : Imipénème

K. pneumoniae : *Klebsiella pneumoniae*

LEV : Lévofloxacine

LPS : Lipopolysaccharide

MBL : Métallo-bêta-lactamases

MDR : Medical Device Regulation

MH : Mueller-Hinton

MRSA : Methicillin-Resistant *Staphylococcus aureus*

OMS : Organisation Mondiale de la Santé

OX : Oxacilline

P. aeruginosa : *Pseudomonas aeruginosa*

PRL : Pipéracilline

R : Résistant

S : Sensible

S. aureus : *Staphylococcus aureus*

S. epidermidis : *Staphylococcus epidermidis*

spp. : espèces

SSI : Surgical Site Infection

TE : Tétracycline

TICU : Trauma Intensive Care Unit

USI : Unité de Soins Intensifs

VA : Vancomycine

Table des matières

Remerciement I

Dédicace II

Dédicace III

Résumé IV

Abstract VI

ملخص VII

Liste des figures VIII

Listes de tableaux IX

Liste des abréviations X

Table des matières XIII

Introduction 1

Revue littérature 3

Chapitre I : Dispositifs médicaux et infection associée

1. **Définition des dispositifs médicaux** 4

2 .Infections associées aux dispositifs médicaux 6

.3 Facteurs de risque liés aux dispositifs médicaux 8

4.Impact clinique et épidémiologique 9

Chapitre II : Les bactéries associées aux DM

1. **Principales bactéries impliquées** 11

2.Biofilm bactérien 16

Chapitre III : Résistance bactériennes aux ATB

1.Géneralités sur la résistance aux antibiotiques 19

2.Spécificités des souches 20

3. Lien entre biofilm et antibiorésistance 22

Etude pratique 25

Matériel et méthodes

1.Cadre et objectifs de l'étude 25

2. Prélèvement et transport 28

3. Mise en culture et isolement 29

4. Incubation et purification 30

5. Identification microbiologique 32

6. Antibiogramme 37

7. Conservation de longue durée 38

Résultats et discussion

1. Collecte des prélèvements 39

2. Identification phénotypique préliminaire des souches bactériennes 41

3. Antibiogramme 48

4 .Discussion générale 55

/**Conclusion** 58

Références bibliographiques 61

/**Annexes** 64

Introduction

Les infections associées aux soins constituent aujourd'hui l'un des principaux problèmes de santé publique à l'échelle mondiale. Elles représentent une cause importante de morbidité, de mortalité et d'augmentation des coûts de prise en charge des patients. Selon l'Organisation mondiale de la Santé (OMS), des centaines de millions de patients sont affectés chaque année par ces infections, particulièrement dans les pays à ressources limitées où les programmes de prévention et de contrôle demeurent insuffisamment développés (WHO, 2024).

Parmi les nombreux facteurs impliqués dans la transmission des infections associées aux soins, les dispositifs médicaux occupent une place centrale. Ces dispositifs, utilisés quotidiennement pour le diagnostic, le traitement, la surveillance ou la réhabilitation des patients, peuvent devenir des réservoirs de microorganismes lorsqu'ils ne sont pas correctement nettoyés, désinfectés ou stérilisés. La contamination microbienne des équipements médicaux favorise alors la transmission croisée des agents pathogènes entre les patients, le personnel soignant et l'environnement hospitalier (Boyce, 2024).

Les bactéries fréquemment isolées à partir des dispositifs médicaux appartiennent aussi bien aux bactéries à Gram positif qu'aux bactéries à Gram négatif. Parmi les microorganismes les plus souvent impliqués figurent *Staphylococcus aureus*, *Staphylococcus epidermidis*, *Enterococcus spp.*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Klebsiella spp.*, *Enterobacter spp.* et *Acinetobacter spp.*. Ces bactéries possèdent diverses stratégies d'adaptation leur permettant de persister dans l'environnement hospitalier, notamment la formation de biofilms sur les surfaces inertes et les dispositifs médicaux. Cette capacité favorise leur survie face aux agents désinfectants et contribue à leur dissémination dans les établissements de santé (Ciofu et al., 2022 ; Gebreyohannes et al., 2019).

Au cours des dernières décennies, l'émergence et la propagation de bactéries résistantes aux antibiotiques ont considérablement aggravé cette problématique. L'apparition de souches telles que *Staphylococcus aureus* résistant à la méthicilline (SARM), les entérocoques résistants à la vancomycine (ERV) ou encore les bacilles à Gram négatif producteurs de β-lactamases à spectre étendu (BLSE) ou de carbapénémases constitue une menace majeure pour la sécurité des patients. Ces microorganismes limitent les options thérapeutiques disponibles et augmentent le risque d'échec thérapeutique, de complications cliniques et de décès (Murray et al., 2022 ; Antimicrobial Resistance Collaborators, 2024).

Par ailleurs, plusieurs études récentes ont démontré que les surfaces hospitalières et les dispositifs médicaux fréquemment manipulés peuvent héberger des bactéries multirésistantes pendant plusieurs semaines, voire plusieurs mois, favorisant ainsi leur transmission au sein des établissements de santé (Dancer, 2022 ; Boyce, 2024). La persistance environnementale de ces microorganismes est particulièrement préoccupante dans les services à haut risque tels que la réanimation, la dialyse, la chirurgie et les services d'urgence.

La surveillance microbiologique des dispositifs médicaux représente ainsi un outil essentiel pour l'évaluation de la qualité des pratiques d'hygiène hospitalière et pour la prévention des infections associées aux soins. L'identification des espèces bactériennes présentes sur les équipements médicaux, associée à l'étude de leur profil de sensibilité aux antibiotiques, permet de mieux comprendre les sources potentielles de contamination et d'orienter les stratégies de lutte contre l'antibiorésistance (Rutala & Weber, 2023).

C'est dans ce contexte que s'inscrit la présente étude, réalisée au niveau de l'Établissement Public Hospitalier Mohammed Chebouki de Chéria ainsi que des polycliniques multiservices N°03 et N°06. Ce travail vise à évaluer la contamination bactérienne de différents dispositifs médicaux et surfaces de soins, à identifier les microorganismes isolés par des méthodes microbiologiques conventionnelles et à déterminer leur profil de sensibilité aux antibiotiques. Les résultats obtenus contribueront à une meilleure connaissance de l'écologie microbienne hospitalière locale et permettront de formuler des recommandations visant à renforcer les mesures de prévention et de contrôle des infections associées auxsoins.

Revue littérature

1. Définition des dispositifs médicaux

Selon l'OMS un dispositif médical est : Tout article, instrument, appareil ou équipement utilisé pour prévenir, diagnostiquer ou traiter une affection ou une maladie, ou détecter, mesurer, rétablir, corriger ou modifier la structure ou la fonction de l'organisme à des fins de santé. En théorie, l'action d'un dispositif médical n'est pas obtenue par des moyens pharmacologiques ou immunologiques, ni par métabolisme (OMS, 2012).

Ces dispositifs sont utilisés seul ou en association, y compris les accessoires et logiciels intervenant dans son fonctionnement, destiné par un fabricant à être utilisé chez l'homme à des fins :

- De diagnostic, prévention, contrôle, traitement ou atténuation d'une maladie ; comme : Thermomètre, hémodialyseur, stéthoscope.
- De diagnostic, contrôle, traitement ou atténuation ou compensation d'une blessure ou d'un handicap ; comme : Pansement, fauteuil roulant.
- D'étude, de remplacement ou de modification de l'anatomie ou d'un processus physiologique ; comme : Prothèse articulaire, colles biologique, produits de comblement dentaires. (*Processus d'acquisition : guide pratique*, 2011).

2. Classification des dispositifs médicaux

2.1.Principes de classification

Les systèmes de classification sont basés sur une approche graduée par risque et utilisent des critères liés à l'usage, à la durée et aux caractéristiques techniques du dispositif. Ces principes (site d'application, durée d'utilisation, source d'énergie, invasivité, implantation) sont fréquemment cités comme déterminants pour la classe de risque (Jin, 2014).

2.2. Les classes des dispositifs

Le système est divisé en quatre classes principales, déterminées par les 22 règles de l'Annexe VIII du Medical Device Regulation (MDR) ref :

2.2.1. Classe I (Risque faible) : Dispositifs non invasifs.

Les dispositifs médicaux non invasifs ou superficiels se caractérisent par l'absence de pénétration dans l'organisme ou par un contact limité à la surface du corps. Parmi ces dispositifs, on retrouve notamment les fauteuils roulants, les lunettes, ainsi que les

instruments chirurgicaux réutilisables (classe Ir), les dispositifs stériles (Is) et ceux ayant une fonction de mesurage (Im) (Krause *et al.*, 2023) .

2.2.2. Classe IIa (Risque moyen) : Dispositifs invasifs à court terme.

Les dispositifs médicaux utilisés sur une courte période se caractérisent par une durée d'utilisation inférieure à 30 jours ou par leur caractère invasif à court terme. Ils comprennent notamment des dispositifs tels que les tubes de trachéotomie, les aiguilles, ainsi que certains logiciels de suivi de santé (Karakoyun *et al.*, 2021) .

2.2.3. Classe IIb (Risque moyen à élever) : Dispositifs invasifs à long terme ou actifs.

Les dispositifs médicaux invasifs à long terme se caractérisent par une utilisation supérieure à 30 jours ou par l'émission de rayonnements ionisants. Ils comprennent notamment des équipements tels que les appareils de radiothérapie, les pompes à insuline, ainsi que certains implants non critiques (Peter *et al.*, 2020) .

2.2.4. Classe III (Risque élevé) : Dispositifs critiques.

Les dispositifs médicaux à haut risque se caractérisent par un contact direct avec le système nerveux central ou le système circulatoire, par la présence de substances médicamenteuses, ou encore par leur implantation à long terme dans l'organisme. Ils incluent notamment des dispositifs tels que les valves cardiaques, les prothèses de hanche, les implants mammaires, ainsi que certains logiciels de diagnostic critique (Fraser *et al.*, 2020)

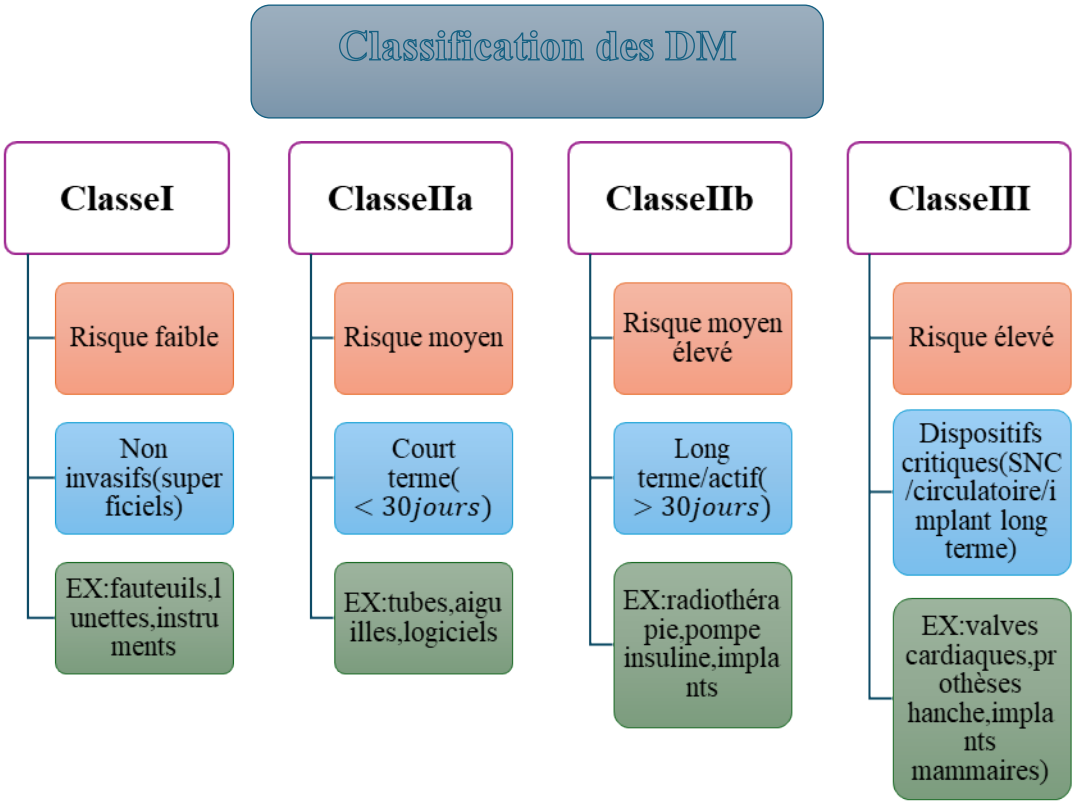


Figure 1. Système de classification des dispositifs médicaux en fonction du risque (conçue par nos soins)

3.Infections associées aux dispositifs médicaux

3.1. Les infections nosocomiales

Une infection nosocomiale par dispositif médical est une infection acquise au cours des soins, non présente ni en incubation à l'admission, dont le foyer est en lien direct avec un dispositif médical invasif ou implanté (cathéter, sonde, ventilateur, implant).

Les principaux types d'infections nosocomiales associées aux dispositifs médicaux comprennent l'infection sanguine liée au cathéter central (CLABSI), l'infection urinaire associée au cathéter (CAUTI), la pneumonie associée à la ventilation (VAP), ainsi que les infections du site opératoire en présence de matériel implanté(Dadi *et al.*, 2021)

Tableau 1. Les principaux types d'infections nosocomiales par dispositifs (Dadi et al., 2021)

Type d'infection nosocomiale	Dispositif associé	Caractéristiques principales	fréquence rapportée
Infection du site vasculaire (CLABSI)	Cathéter veineux central (CVC)	Infection sanguine liée à la présence prolongée du cathéter, favorisée par la formation de biofilms sur le dispositif. Risque augmente avec la durée d'utilisation.	4,55 infections pour 1000 jours-cathéter en soins intensifs
Infection urinaire associée au cathéter (CAUTI)	Sonde urinaire	Infection urinaire fréquente chez les patients sondés, liée à la colonisation et biofilm sur la sonde. Représente une part importante des infections nosocomiales.	2,91 infections pour 1000 jours-sonde
Pneumonie associée à la ventilation mécanique (VAP)	Ventilateur mécanique	Pneumonie survenant chez patients sous ventilation invasive, liée à la colonisation des tubes endotrachéaux et biofilms. Taux élevé en réanimation.	11,96 infections pour 1000 jours-ventilateur
Infections du site opératoire (SSI)	Dispositifs implantables chirurgicaux (prothèses, cathéters implantés)	Infections localisées post-opératoires liées à l'implantation de dispositifs étrangers, souvent associées à formation de biofilms. Risque variable selon intervention.	Variable selon type d'intervention
Autres infections associées à dispositifs	Tubes endotrachéaux, sondes nasogastriques, trachéostomies	Infections diverses liées à dispositifs invasifs multiples en soins intensifs, souvent favorisées par biofilms et durée d'exposition prolongée.	Ex : 39% des infections dans une étude liée aux tubes endotrachéaux en Trauma Intensive Care Unit (TICU)

3.2. Voies et mécanismes de contamination des dispositifs médicaux

3.2.1. Voies de contamination

Contamination au moment de la pose : Transfert de la flore cutanée ou des muqueuses sur le dispositif lors de l'implantation (cathéters, prothèses, valves, stents) ; rupture de barrière → accès à un site normalement stérile.

Colonisation ascendante / intraluminale : Pour les cathéters et drains : migration de micro-organismes via les fluides, connectiques, circuits internes (urine, perfusions, sécrétions)

Contamination par l'environnement : Réservoirs d'eau, surfaces, endoscopes, lentilles, tubes endoscopiques : biofilms déjà présents dans l'environnement hospitalier se transférant au dispositif

Ensemencement hématogène : Bactériémie à partir d'un foyer distant colonisant secondairement une prothèse, un pace-maker, un cathéter tunnelisé, etc.

3.2.2. Mécanismes de contamination

- Adhésion initiale aux matériaux (métal, polymères) modifiée par la rugosité, la chimie de surface et le film de protéines de l'hôte.
- Formation de biofilm : attachement → prolifération → maturation → détachement de micro-amas responsables d'infections locales et systémiques persistantes.
- Large panel de pathogènes (staphylocoques, entérobactéries, Pseudomonas, Candida, etc.) variant selon le type de dispositif et le site anatomique (Pakdel, Olsen et Bar, 2023) **.**

3.3 Facteurs de risque liés aux dispositifs médicaux

Les infections associées aux dispositifs médicaux résultent d'une interaction multifactorielle impliquant le dispositif lui-même, l'état du patient et les conditions de prise en charge.

Les facteurs liés au dispositif comprennent principalement le caractère invasif, la durée d'implantation et les propriétés physicochimiques des matériaux. La persistance prolongée d'un dispositif favorise l'adhésion microbienne et la formation de biofilm, mécanisme central

dans la pathogenèse des infections associées aux implants. Le risque augmente également avec la complexité technique du dispositif, le nombre de composants (ex. dispositifs multilumen ou sondes multiples) et les manipulations répétées.

Les facteurs liés au patient incluent l'immunodépression, les maladies chroniques (diabète, insuffisance rénale), l'âge extrême et la colonisation préalable par des pathogènes, notamment multirésistants. Ces conditions altèrent la réponse immunitaire et facilitent la persistance des micro-organismes sur les surfaces biomatérielles.

Les facteurs procéduraux et organisationnels jouent également un rôle déterminant. Les réinterventions chirurgicales, les manipulations répétées du dispositif et le non-respect des mesures de prévention augmentent significativement le risque infectieux. À l'inverse, l'application rigoureuse des protocoles d'asepsie et des stratégies de prévention permet de réduire l'incidence des infections associées aux dispositifs médicaux (Han H., et al. 2021).

4.Impact clinique et épidémiologique

4.1. Conséquences sur la santé du patient

Le matériel médical est essentiel pour améliorer la qualité de vie des individus faiblement en santé, facilitant leur autonomie grâce à des dispositifs tels que des fauteuils roulants et des outils de télésanté. Bien que ces équipements permettent une approche personnalisée des soins, des défis financiers peuvent entraver l'accès à certaines technologies médicales, et leur coût élevé ainsi que leur entretien peuvent poser des problèmes pour les patients. Cet article présente un aperçu équilibré des avantages et inconvénients du matériel médical(Perform, 2023) .

4.2. Impact économique et hospitalier

- **Impact économique**

Les coûts d'acquisition et de maintenance des technologies médicales, notamment les dispositifs robotiques et certains implants non remboursés, représentent une charge budgétaire significative pour les hôpitaux. Bien que nécessitant un investissement initial élevé, ces technologies peuvent offrir des économies substantielles à long terme, en particulier grâce à la réduction des erreurs médicamenteuses et des complications, ce qui peut compenser des coûts d'acquisition élevés. L'adoption de technologies chirurgicales a également démontré des gains

en productivité hospitalière et des économies cumulées par procédure. Les bénéfices sur le moyen/long terme varient selon la technologie et le contexte, mais des améliorations modestes peuvent neutraliser les surcoûts d'achat(Piemontese *et al.*, 2023, 2023),(Punch *et al.*, 2023) .

- **Impact hospitalier**

L'impact hospitalier est notable par l'amélioration de l'efficience et de la productivité. Les dispositifs médicaux optimisent les blocs opératoires, conduisant à une réduction des heures de gestion et à une augmentation des actes réalisables, comme démontré par les économies de 287 heures de main-d'œuvre annuelles et 196 procédures supplémentaires en ophtalmologie grâce à des packs chirurgicaux. L'adoption de la robotique a également favorisé une hausse des prostatectomies, tout en gardant une équipe chirurgicale stable, témoignant d'un gain d'efficacité. Par ailleurs, l'utilisation de seringues préremplies atténue les erreurs et le gaspillage, engendrant des économies bien que leur coût soit supérieur. Cependant, ces gains reposent sur une optimisation des processus pour transformer le temps et la capacité libérés en activité supplémentaire, recettes ou en diminution des listes d'attente (Maynou, McGuire et Serra-Sastre, 2024).

1. Principales bactéries impliquées

1.1. Les bactéries à gram positifs

Les bactéries à Gram positif sont fréquemment impliquées dans les infections associées aux dispositifs médicaux, notamment en raison de leur capacité à former des biofilms qui protègent les colonies bactériennes contre les traitements antibiotiques. Parmi ces bactéries, les *staphylocoques*, en particulier *Staphylococcus aureus* et *Staphylococcus epidermidis*, sont souvent isolés sur les surfaces des dispositifs médicaux et sont reconnus pour leur rôle majeur dans les infections nosocomiales. Ces bactéries à Gram positif présentent souvent une multi-résistance, surtout lorsqu'elles forment des biofilms, ce qui complique le traitement des infections associées aux dispositifs. La contamination par ces bactéries est également observée sur les écrans d'appareils électroniques utilisés en milieu hospitalier, soulignant l'importance de l'hygiène des mains pour prévenir la transmission (Ahmed *et al.*, 2025) (Folliero et *al.* ,2021).

Ce sont les plus couramment associées aux infections liées aux dispositifs médicaux sont détaillées comme suit :

1.1.1. *Staphylococcus aureus*

S. aureus est la cause la plus fréquente d'infections associées aux dispositifs médicaux, notamment dans le domaine orthopédique où ces infections peuvent entraîner l'échec des implants. Cette bactérie adhère aux surfaces des dispositifs et forme des biofilms, des communautés bactériennes protégées par une matrice qui les rend résistantes aux antibiotiques et à la réponse immunitaire. Ces biofilms favorisent la persistance de l'infection, provoquent une bactériémie chronique et une destruction locale des tissus, compliquant le traitement. Bien que les souches résistantes à la méthicilline (MRSA) soient préoccupantes, les souches sensibles (MSSA) possèdent aussi de nombreux gènes de virulence impliqués dans la gravité clinique. Les stratégies thérapeutiques actuelles incluent des traitements combinés visant à éradiquer le biofilm, mais de nouvelles approches anti-biofilm sont nécessaires pour améliorer la prise en charge de ces infections difficiles (Pietrocola *et al.*, 2022).

1.1.2. *Staphylococcus epidermidis*

S. epidermidis est la principale cause d'infections associées aux dispositifs médicaux implantés, en grande partie grâce à sa capacité à former des biofilms multicouches très structurés sur les surfaces artificielles. Ces biofilms protègent les bactéries contre les antibiotiques et la réponse immunitaire, rendant les infections difficiles à traiter sans retrait du dispositif infecté. *S. epidermidis* est un commensal cutané qui peut devenir pathogène opportuniste, notamment dans les infections orthopédiques où il représente environ 20 % des cas, avec une prévalence pouvant atteindre 50 % dans les infections tardives. La diversité génétique de *S. epidermidis* inclut des gènes liés à la résistance aux antimicrobiens, à la formation de biofilm et à la tolérance aux métaux, ce qui complique le traitement et favorise la persistance de l'infection. Une meilleure compréhension des mécanismes moléculaires et immunitaires impliqués dans ces infections est essentielle pour développer des diagnostics plus précis et des thérapies innovantes (Martin, Felgate et Webber, 2025).

1.1.3. *Enterococcus spp.*

En particulier *Enterococcus faecalis* et *Enterococcus faecium*, sont des agents pathogènes majeurs des infections nosocomiales, notamment des bactériémies, infections urinaires, intra-abdominales et plaies chirurgicales, souvent associées à des facteurs de risque comme la chimiothérapie ou la pose de cathéters urinaires. Ces bactéries présentent une résistance naturelle à de nombreux antibiotiques, ce qui complique leur traitement, mais certaines études montrent que les souches restent parfois sensibles aux traitements standards en l'absence d'antibiotiques antérieurs. L'absence d'antibiothérapie préalable peut limiter la sélection de souches résistantes, ce qui est un facteur important dans la gestion des infections à *Enterococcus spp*. en milieu hospitalier. Cependant, la capacité d'*Enterococcus* à survivre dans l'environnement hospitalier et à acquérir des résistances via des mécanismes génétiques reste un défi majeur pour le contrôle des infections. La prévention repose donc principalement sur des mesures d'hygiène strictes et une surveillance rigoureuse plutôt que sur l'utilisation systématique d'antibiotiques. (Dai *et al.*, 2022) .

1.1.4. *Bacillus spp.*

Notamment *Bacillus cereus*, est reconnu comme un pathogène opportuniste responsable d'infections nosocomiales, en particulier chez les patients immunodéprimés ou en soins intensifs. Des études ont montré que *B. cereus* peut causer des bactériémies graves, souvent liées à des contaminations croisées intra- et inter-hospitalières, avec des souches identiques

retrouvées chez plusieurs patients et dans l'environnement hospitalier. Une enquête environnementale a révélé que les sources de contamination peuvent être multiples et situées dans des zones moins soumises aux normes d'hygiène strictes, comme les vestiaires du personnel, soulignant l'importance d'une surveillance étendue et de mesures rigoureuses d'hygiène pour limiter la transmission. Dans les unités de soins intensifs*, Bacillus spp*. est fréquemment isolé parmi les bactéries responsables d'infections nosocomiales, avec une sensibilité variable aux antibiotiques. La contamination des lignes intraveineuses est une cause majeure de septicémie à *Bacillus spp*., et des mesures ciblées telles que le changement systématique des bouchons de perfusion ont permis de réduire significativement ces infections (Maalouf *et al.*, 2025)

Outre *Staphylococcus, Enterococcus* et *Bacillus*, d'autres bactéries Gram-positives détectées sur des dispositifs médicaux incluent notamment des espèces du genre *Corynebacterium* et des bactéries du genre *Micrococcus*. Ces bactéries, souvent capables de former des biofilms, contribuent à la contamination persistante des surfaces médicales et peuvent être impliquées dans les infections associées aux dispositifs implantables. Les biofilms favorisent la résistance aux traitements antimicrobiens et la survie prolongée sur les matériaux médicaux. Certaines stratégies récentes visent à développer des revêtements antimicrobiens combinant agents organiques et inorganiques pour cibler efficacement ces bactéries Gram-positives variées. (Mishra, Aggarwal et Khan, 2024)

1.2. Les bactéries à gram négatifs

Les bactéries à Gram négatif jouent un rôle majeur dans les infections nosocomiales, particulièrement dans les unités de soins intensifs (USI). Parmi elles, les bacilles non fermentateurs comme *Acinetobacter spp*. et *Pseudomonas aeruginosa* sont fréquemment isolés, représentant respectivement jusqu'à 38,8 % et 27,7 % des cas dans certaines études hospitalières. Ces bactéries sont souvent responsables d'infections respiratoires, urinaires, sanguines et de sites chirurgicaux, avec une forte prévalence dans les pneumonies nosocomiales et les infections associées aux dispositifs médicaux. Leur capacité à développer des résistances multiples aux antibiotiques complique le traitement, notamment chez les patients en USI où la mortalité est élevée. Les facteurs de risque incluent la durée prolongée d'hospitalisation, l'utilisation invasive de dispositifs médicaux et l'exposition répétée aux antibiotiques (Radhakrishnan *et al.*, 2025) (Almyroudi *et al.*, 2024) .

1.2.1. *Escherichia coli*

E. coli est l'un des principaux agents responsables des infections nosocomiales, notamment les infections urinaires, les pneumonies, les infections de sites chirurgicaux et les bactériémies. Ces infections sont souvent associées à une forte prévalence de souches multirésistantes, ce qui complique leur prise en charge même sans considérer directement l'usage d'antibiotiques. *E. coli* peut être isolé sur divers sites hospitaliers, y compris sur des équipements médicaux et surfaces, favorisant la transmission nosocomiale. La diversité génétique des souches montre que des clones résistants et non résistants circulent dans les hôpitaux, avec une proportion importante de souches productrices de bêta-lactamases à spectre étendu (BLSE). Les mesures d'hygiène strictes et la surveillance microbiologique sont essentielles pour limiter la dissémination d'*Ecoli* dans les établissements de santé (Sadeghi *et al.*, 2021)

1.2.2. *Acinetobacter spp.*

Sont des agents majeurs d'infections nosocomiales, particulièrement dans les unités de soins intensifs, les services chirurgicaux et pédiatriques, où ils causent des infections du sang, des voies urinaires et des sites opératoires. Ces bactéries présentent une résistance élevée aux antibiotiques, avec environ 81 % des isolats multirésistants (MDR), ce qui complique fortement leur traitement. La résistance est médiée par divers mécanismes, notamment la production d'enzymes inactivant les antibiotiques, les pompes à efflux et les modifications de la membrane bactérienne. Cette situation impose un contrôle strict des infections hospitalières et une adaptation rapide du traitement basé sur les tests de sensibilité antimicrobienne pour limiter la propagation et la mortalité associée. De nouvelles stratégies thérapeutiques sont en cours d'évaluation pour contrer cette menace croissante (Lima *et al.*, 2025).

1.2.3. *Pseudomonas spp.*

Notamment *Pseudomonas aeruginosa*, est un pathogène fréquent des infections nosocomiales, causant des infections respiratoires, urinaires, de plaies et des septicémies, surtout chez les patients en soins intensifs ou immunodéprimés. Ces bactéries possèdent plusieurs facteurs de virulence comme la formation de biofilms, la sécrétion de toxines et le quorum sensing, qui favorisent leur persistance dans l'environnement hospitalier et leur capacité à provoquer des infections sévères. Le réservoir principal inclut l'eau hospitalière, les robinets, les douches et autres surfaces humides, ce qui facilite leur transmission. Les patients

en unités chirurgicales, pédiatriques et de soins intensifs sont particulièrement à risque d'infections nosocomiales à *Pseudomonas*. La prévention repose sur des mesures strictes d'hygiène, le contrôle environnemental et l'isolement des patients infectés pour limiter la dissémination. Malgré l'importance majeure des résistances aux antibiotiques dans la gestion clinique, les études soulignent aussi la nécessité d'une surveillance continue et de stratégies non antibiotiques pour contrôler ces infections (Reynolds et Kollef, 2021) .

1.2.4. *Klebsiella pneumoniae*

K. pneumoniae est un pathogène opportuniste majeur des infections nosocomiales, notamment responsables de pneumonies, infections urinaires, septicémies et infections des tissus mous. Les infections nosocomiales à *K. pneumoniae*, souvent multirésistantes aux antibiotiques, représentent un défi majeur en milieu hospitalier, notamment en soins intensifs. En raison de la résistance croissante aux traitements classiques, la thérapie par bactériophages (virus ciblant spécifiquement les bactéries) émerge comme une alternative prometteuse sans recours aux antibiotiques. Cette approche offre une spécificité élevée, une capacité d'adaptation face à la résistance bactérienne et une élimination naturelle des phages en l'absence de bactéries hôtes, limitant ainsi les effets secondaires (Gholizadeh *et al.*, 2024).

Tableau 2. Les différences entre bactéries Gram-positives et Gram-négatives impliquées dans les infections nosocomiales (Odoi et al., 2025)

Caractéristique	**Gram-positives**	**Gram-négatives**
Proportion dans les isolats	Environ 54-57 %	Environ 43-46 %
Bactéries les plus fréquentes	*S. aureus* (notamment MRSA), *Enterococcus spp.*	*E. coli, K.pneumonia, Acinetobacter spp., P.aeruginosa*
Sites d'infection courants	Infections cutanées, sanguines, pneumonies nosocomiales	Infections urinaires, pneumonies, infections du site opératoire
Mécanismes de virulence	Production de toxines, adhésines, résistance par gènes	Endotoxines (LPS), enzymes bêta-lactamases, biofilms
Implications cliniques	Nécessité d'une surveillance stricte et d'une gestion ciblée des antibiotiques pour limiter la dissémination des souches résistantes	Importance du contrôle environnemental en milieu hospitalier pour limiter la transmission via surfaces et équipements

2.Biofilm bactérien

Un biofilm est une communauté microbienne fixée, imbriquée dans une matrice de Substances polymériques extracellulaires (EPS) auto-produite, adhérant à un support biotique ou abiotique.

La matrice contient surtout polysaccharides, protéines et ADN extracellulaire (ADNe).

Les cellules sont collées entre elles et au support, et adoptent un mode de vie collectif avec des propriétés différentes des cellules libres (*planktoniques*) : gènes exprimés, croissance, métabolisme, résistance (Zhao et al., 2023) .

2.1. Principales étapes de la formation d'un biofilm

- Attachement réversible (adhésion initiale)

Bactéries libres s'approchent d'une surface (biotique ou inerte).Interaction faible par forces de Van der Waals, interactions hydrophobes et électrostatiques ; les cellules peuvent encore se détacher facilement et souvent médié par flagelles, pili, fimbriae ou autres adhésines de surface (Muhammad *et al.*, 2020)(Jennifer et al.,2022).

- Attachement irréversible

Renforcement de l'adhésion par adhésines spécifiques (pili, fimbriae, LPS, protéines de paroi) et début de sécrétion de substances polymériques extracellulaires (EPS) et changement de phénotype : baisse de la motilité, augmentation de la production de matrice et de c-di-GMP chez de nombreuses bactéries (Ghazay et Mamdouh A, 2021).

- Formation de micro-colonies et maturation

Multiplication des cellules fixées (micro-colonies en plusieurs couches, puis structures 3D (champignons, tours, agrégats)). Matrice EPS abondante (polysaccharides, protéines, ADNe) qui protège, retient les nutriments et structure la communauté et communication par quorum sensing, diversification métabolique et apparition de cellules persister (Wang et al.,2023).

- Dispersion / détachement

Dégradation contrôlée de la matrice (enzymes, surfactants, modifications de l'environnement) et libération de cellules et les bactéries redeviennent planctoniques et peuvent coloniser de nouveaux sites, bouclant le cycle (Aboelnaga *et al.*, 2024).

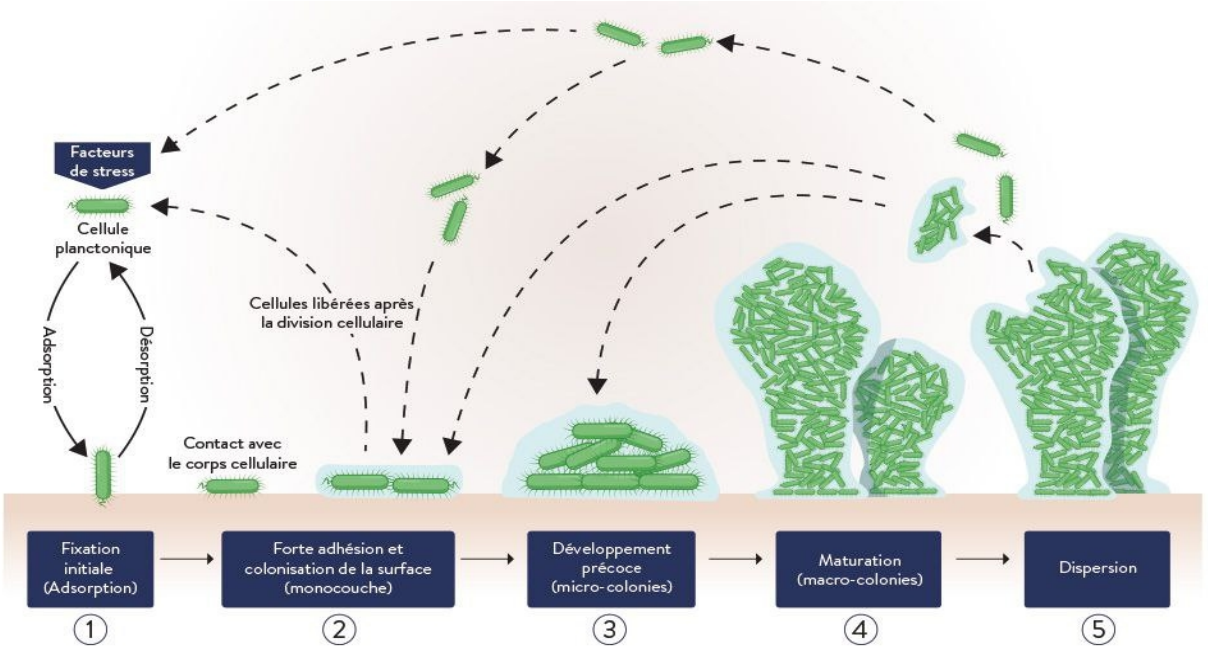


Figure 2. Représentation schématique de la formation d'un biofilm d'une espèce bactérienne sur une surface solide. (AHV International, 2026)

2.2. Rôle du biofilm dans la persistance bactérienne et la pathogénicité

Le biofilm rend les bactéries plus persistantes et plus pathogènes en les protégeant des antibiotiques et du système immunitaire, et en modulant l'expression de nombreux facteurs de virulence.

2.2.1. Mécanismes de persistance

- Barrière physique : la matrice extracellulaire (polysaccharides, protéines, ADN) freine la pénétration des antibiotiques et des désinfectants, empêchant d'atteindre des concentrations bactéricides au cœur du biofilm (Uruén *et al.*, 2020).

- Gradients d'oxygène et de nutriments : les couches profondes sont pauvres en oxygène/nutriments, ce qui induit un métabolisme lent et des cellules quiescentes ou «persisters » très tolérantes aux antibiotiques ciblant les bactéries en croissance (Omwenga et Awuor, 2024) .
- Tolérance et résistance accrues : les bactéries en biofilm peuvent nécessiter des doses d'antimicrobiens 10–1000× supérieures à celles des formes planctoniques(Abebe, 2020).
- Hotspot génétique : proximité cellulaire + ADN extracellulaire favorisent le transfert horizontal de gènes de résistance et augmentent la fréquence de mutation (Bowler, Murphy et Wolcott, 2020).

2.2.2. Infections chroniques et récidivantes

Environ 65–80 % des infections bactériennes chroniques seraient liées à des biofilms (p. ex : *Pseudomonas* chez le mucoviscidique, *staphylocoques* sur dispositifs médicaux (Uruén *et al.*, 2020).

Les biofilms résistent à la phagocytose et aux défenses immunitaires, entraînant inflammation persistante, lésions tissulaires et échecs thérapeutiques répétés (Omwenga et Awuor, 2024).

Tableau 3. Principaux rôles du biofilm dans la persistance et pathogénicité (Liu et al., 2023) (Abebe, 2020).

Rôle du biofilm	***Conséquence clinique***
Adhésion aux tissus/dispositifs	Infections liées aux cathéters, prothèses, valves, implants
Réservoir de bactéries	Rechutes, infections récidivantes multirésistantes
Co-régulation virulence/biofilm	Molécules jouant à la fois sur adhésion, toxines et biofilm chez *Listeria, Salmonella, E. coli, S. aureus, P. aeruginosa*
Persistance environnementale(agro-alimentaire)	Contaminations chroniques de surfaces et d'aliments.

1.Géneralités sur la résistance aux antibiotiques

La résistance aux antibiotiques est aujourd'hui une menace majeure de santé publique mondiale, responsable d'augmenter morbidité, mortalité et coûts de santé .(Kakoullis *et al.*, 2021)

Un bactérie est dite résistante lorsqu'elle survit à des concentrations d'antibiotique qui tueraient normalement cette espèce.(Reygaert, 2018). La résistance peut être :

Intrinsèque/naturelle : liée à la structure ou au métabolisme de la bactérie (par ex. enveloppe des Gram négatifs).(Devi *et al.*, 2024)

Acquise : par mutations chromosomiques ou acquisition de gènes de résistance via transfert horizontal (plasmides, transposons, intégrons, phages).(Galgano *et al.*, 2025)

Tableau 4. Présente les mécanismes en quelques grandes catégories, communes à de nombreux antibiotiques (Galgano et al., 2025),(Gauba et Rahman, 2023),(Nadeem et al., 2020).

Mécanisme	**Description très brève**	**Exemples / remarques**
Inactivation / Modification du médicament	Enzymes qui détruisent ou modifient l'ATB	β-lactamases,enzymzes modifiant les aminoglycosides
Diminution de la pénétration	Porines modifiées ou moins nombreuses (Gram–)	Moindre entrée des β-lactamines, tétracyclines, fluoroquinolones
Efflux actif	Pompe expulsant l'ATB hors de la cellule	Multirésistance par pompes à large spectre
Modification de la cible	Mutations ou modifications enzymatiques du site cible	Altération de la PLP, de l ARNr 16S, le la gyrase…
Métabolique/Adaptation globale	Voies alternatives ,ralentissement de croissance, stress	Tolérance, persistance, biofilms.

2.Spécificités des souches

Les infections liées aux dispositifs médicaux sont souvent causées par des bactéries capables de former des biofilms, ce qui augmente leur résistance aux antibiotiques. Une étude a montré que plus de la moitié des souches bactériennes isolées de DM produisent des biofilms, et ces souches sont majoritairement multirésistantes , notamment chez les producteurs modérés et forts de biofilm (Folliero *et al.*, 2021)

2.1. *S. aureus* résistant à la méthicilline (MRSA)

Les souches de MRSA sont particulièrement problématiques dans les infections liées aux dispositifs médicaux en raison de leur capacité à former des biofilms, qui protègent les bactéries contre les antibiotiques et favorisent la persistance de l'infection. Ces biofilms facilitent la résistance aux bêta-lactamines via le gène *mecA* contenu dans le cassette chromosomique *SCCmec*, ainsi que la résistance acquise à d'autres antibiotiques comme la vancomycine, le linezolid ou la daptomycine, souvent par mutations ou polymorphismes dans des régions codantes spécifiques. Les biofilms sur dispositifs médicaux favorisent aussi le transfert horizontal de gènes de résistance, rendant ces infections difficiles à éradiquer et associées à une morbidité et mortalité accrues. Les souches MRSA présentent des profils génétiques variés (ex. *USA300, CC398*) avec des différences dans les gènes de résistance et virulence qui influencent leur capacité à coloniser et infecter les surfaces biomédicales. Le traitement est compliqué par la multi résistances fréquente de ces souches, ce qui pousse à explorer des alternatives thérapeutiques comme les peptides antimicrobiens ou la thérapie phagique pour cibler efficacement les biofilms. Comprendre les mécanismes moléculaires spécifiques des MRSA dans le contexte des dispositifs médicaux est crucial pour développer des stratégies préventives et thérapeutiques adaptées (Ali Alghamdi *et al.*, 2023) .

2.2. Les bactéries productrices de bêta-lactamases à spectre étendu (BLSE)

Les BLSE représentent une menace majeure dans les infections associées aux dispositifs médicaux, en raison de leur capacité à inactiver un large éventail d'antibiotiques bêta-lactamines, notamment les pénicillines et les céphalosporines. Ces enzymes, codées par des gènes souvent portés sur des plasmides mobiles comme *blaCTX-M, blaSHV* et *blaTEM*, facilitent la dissémination rapide de la résistance entre différentes souches bactériennes, principalement chez *E. coli* et *K. pneumoniae*. La résistance est renforcée par des mécanismes complémentaires tels que la réduction de la perméabilité membranaire, l'efflux actif des

antibiotiques et la modification des cibles bactériennes. Les souches BLSE présentent une diversité génétique importante qui influence leur profil de résistance et leur capacité à coloniser les surfaces biomédicales, rendant le traitement des infections liées aux dispositifs médicaux particulièrement difficile. Les carbapénèmes restent souvent les antibiotiques de dernier recours efficaces, mais l'émergence de carbapénémases complique encore davantage la prise en charge. Une surveillance rigoureuse, un diagnostic rapide et précis ainsi que des stratégies thérapeutiques adaptées sont essentiels pour limiter la propagation des BLSE dans les milieux hospitaliers et améliorer la gestion des infections associées aux dispositifs médicaux (Sawa, Kooguchi et Moriyama, 2020).

2.3. Les métallo-β-lactamases (MBL)

Les MBL sont des enzymes produites par certaines souches bactériennes, notamment *P.aeruginosa, Acinetobacter baumannii* et d'autres bacilles Gram-négatifs, qui confèrent une résistance étendue aux antibiotiques β-lactamines, y compris les carbapénèmes, souvent utilisés comme dernier recours. Ces enzymes hydrolysent presque toutes les classes de β-lactamines sauf les monobactames, ce qui complique fortement le traitement des infections associées aux dispositifs médicaux. Les souches productrices de MBL sont fréquemment multirésistantes et capables de former des biofilms sur les surfaces des dispositifs, augmentant leur persistance et leur résistance aux traitements antibiotiques. La prévalence mondiale des souches MBL est élevée en milieu hospitalier, particulièrement en Asie et en Afrique, avec une dissémination rapide des gènes codant pour ces enzymes (comme VIM, IMP, NDM) via des éléments génétiques mobiles. Ces souches présentent souvent une résistance élevée à plusieurs classes d'antibiotiques, mais restent généralement sensibles à la colistine et à la tigécycline. La surveillance rigoureuse, l'identification rapide des souches MBL et le développement d'inhibiteurs spécifiques sont essentiels pour contrôler ces infections liées aux dispositifs médicaux (Falagas *et al.*, 2025).

Tableau 5. Les spécificités des souches résistantes MRSA, ESBL et MBL (Masoud et al., 2021 ; de Oliveira Santos et al., 2022)

Type de résistance	Bactéries concernées	Mécanismes de résistance principaux	Résistance aux antibiotiques courants	Particularités liées aux dispositifs médicaux
MRSA	*S.aureus* résistant à la méthicilline	Résistance via le gène *mecA* modifiant la cible des β-lactamines	Résistant à la méthicilline et souvent à plusieurs autres classes, sensible à la vancomycine et ceftobiprole (selon souche)	Forte capacité à former des biofilms sur surfaces, augmentant la persistance sur dispositifs médicaux
BLSE	Enterobacteriacea e *(E. coli, Klebsiella*)	Production de β-lactamases à spectre étendu (CTX-M, SHV, TEM)	Résistance aux pénicillines, céphalosporines de 3e génération ; souvent sensibles aux carbapénèmes mais avec émergence de résistances associées	Biofilm formé favorise la colonisation des dispositifs ; co-existence fréquente avec d'autres gènes de résistance plasmidiques
MBL	*P. aeruginosa,* Enterobacterales	Production de métallo-β-lactamases (NDM-1, VIM) hydrolysant les carbapénèmes	Résistance aux carbapénèmes et β-lactamines classiques; options thérapeutiques limitées	Présence sporadique mais préoccupante dans les infections liées aux dispositifs; souvent associée à d'autres mécanismes MDR

3. Lien entre biofilm et antibiorésistance

3.1. Diminution de pénétration des ATB

La résistance des biofilms bactériens aux antibiotiques repose en partie sur la diminution de la pénétration des agents antimicrobiens à travers la matrice extracellulaire qu'ils produisent, composée de polysaccharides, protéines et ADN. Cette barrière physique limite l'accumulation d'une concentration bactéricide efficace dans l'ensemble du biofilm, mais cette réduction de pénétration varie selon l'antibiotique, la souche bactérienne et la composition du biofilm ; par exemple, la vancomycine et le chloramphénicol sont souvent moins bien diffusés, tandis que des antibiotiques comme la ciprofloxacine pénètrent rapidement. En plus de ce frein physique, les biofilms créent des gradients de nutriments et d'oxygène qui induisent des états métaboliques variés, notamment des cellules dormantes (persister cells) moins sensibles aux antibiotiques. La proximité cellulaire dans le biofilm facilite aussi le transfert horizontal de gènes de résistance. Ces mécanismes combinés rendent les infections associées aux biofilms particulièrement difficiles à traiter, notamment sur dispositifs médicaux, et soulignent l'importance de stratégies thérapeutiques ciblant à la fois la matrice et les mécanismes cellulaires (Uruén *et al.*, 2021)

3.2. Augmentation de la tolérance bactérienne

L'augmentation de la tolérance bactérienne dans les biofilms résulte d'une combinaison complexe de mécanismes physiques, physiologiques et génétiques. La matrice extracellulaire auto-produite forme une barrière qui limite la pénétration des antibiotiques, empêchant l'atteinte de concentrations efficaces dans toutes les couches du biofilm. À l'intérieur, des gradients de nutriments et d'oxygène créent des microenvironnements où certaines bactéries entrent en état métabolique ralenti ou deviennent des cellules persister, peu sensibles aux traitements antimicrobiens. Cette hétérogénéité métabolique réduit l'efficacité des antibiotiques ciblant les processus actifs de croissance cellulaire. Par ailleurs, l'expression accrue de pompes d'efflux et la fréquence élevée de mutations favorisent une résistance adaptative, tandis que le contact étroit entre cellules facilite le transfert horizontal de gènes de résistance. Ces mécanismes agissent en synergie pour rendre les biofilms très résistants aux antibiotiques, expliquant la difficulté à éradiquer les infections chroniques associées (Liu, Prentice et Webber, 2024)

Etude pratique

1.Cadre et objectifs de l'étude

Cette étude a été menée au sein du laboratoire de microbiologie du Département de Biologie appliquée, relevant de la Faculté des Sciences exactes et des Sciences de la nature et de la vie de Université Echahid Cheikh Larbi Tebessi. Les travaux expérimentaux se sont déroulés sur une période de deux mois et demi, comprise entre le 02 mars et le 10 mai 2026.

L'étude s'inscrit dans le cadre de l'évaluation de la contamination bactérienne des dispositifs médicaux utilisés en milieu hospitalier. Les prélèvements ont été réalisés au niveau de différents services de santé de la ville de Cheria, répartis entre L'Établissement Public Hospitalier (EPH) Mohammed Chebouki, la polyclinique n°03 et la polyclinique n°06.

Les principaux objectifs de cette étude étaient :

- Identifier les espèces bactériennes les plus fréquemment rencontrées sur les dispositifs médicaux .
- Évaluer le profil de sensibilité et de résistance des souches isolées aux antibiotiques testés .

1. Critères de sélection des prélèvements

- **Critères d'inclusion**

Les prélèvements ont été réalisés sur les dispositifs médicaux et surfaces hospitalières répondant aux critères suivants :

- Dispositifs médicaux en service et effectivement utilisés durant la période d'étude ;
- Surfaces en contact direct ou indirect avec les patients ou le personnel soignant ;
- Surfaces accessibles permettant un écouvillonnage standardisé ;
- Dispositifs médicaux sélectionnés en raison de leur utilisation fréquente, de leur contact répété avec les patients ou les professionnels de santé, ou de leur potentiel de transmission des microorganismes. À titre d'exemple, les stéthoscopes, brassards de tensiomètre, thermomètres, chariots de soins, lits d'hospitalisation, poignées de porte, tables d'examen et autres équipements manipulés quotidiennement ont été inclus dans l'étude.

Ont été exclus :

- Dispositifs médicaux hors service ou non utilisés pendant la période d'étude ;
- Surfaces non accessibles ou ne permettant pas un prélèvement reproductible par écouvillonnage ;
- Échantillons endommagés ou une contamination accidentelle évidente au moment du prélèvement.
- Surfaces récemment nettoyées ou manipulées de manière à empêcher une interprétation microbiologique fiable.



Photothérapie intensive



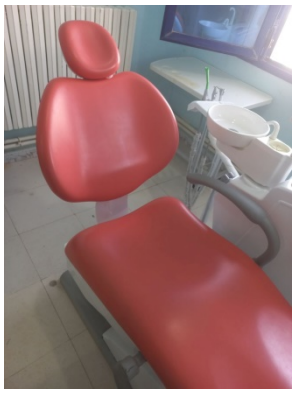
Stéthoscope



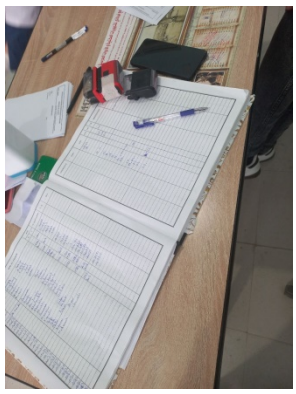
Chariot



Unité dentaire



Fauteuil



Bureau



Dialyseur



Poignée de porte



Porte de sérum

Figure 3. Certains dispositifs et surfaces médicaux analysés

- le protocole expérimental adopté est illustré dans la figure 4

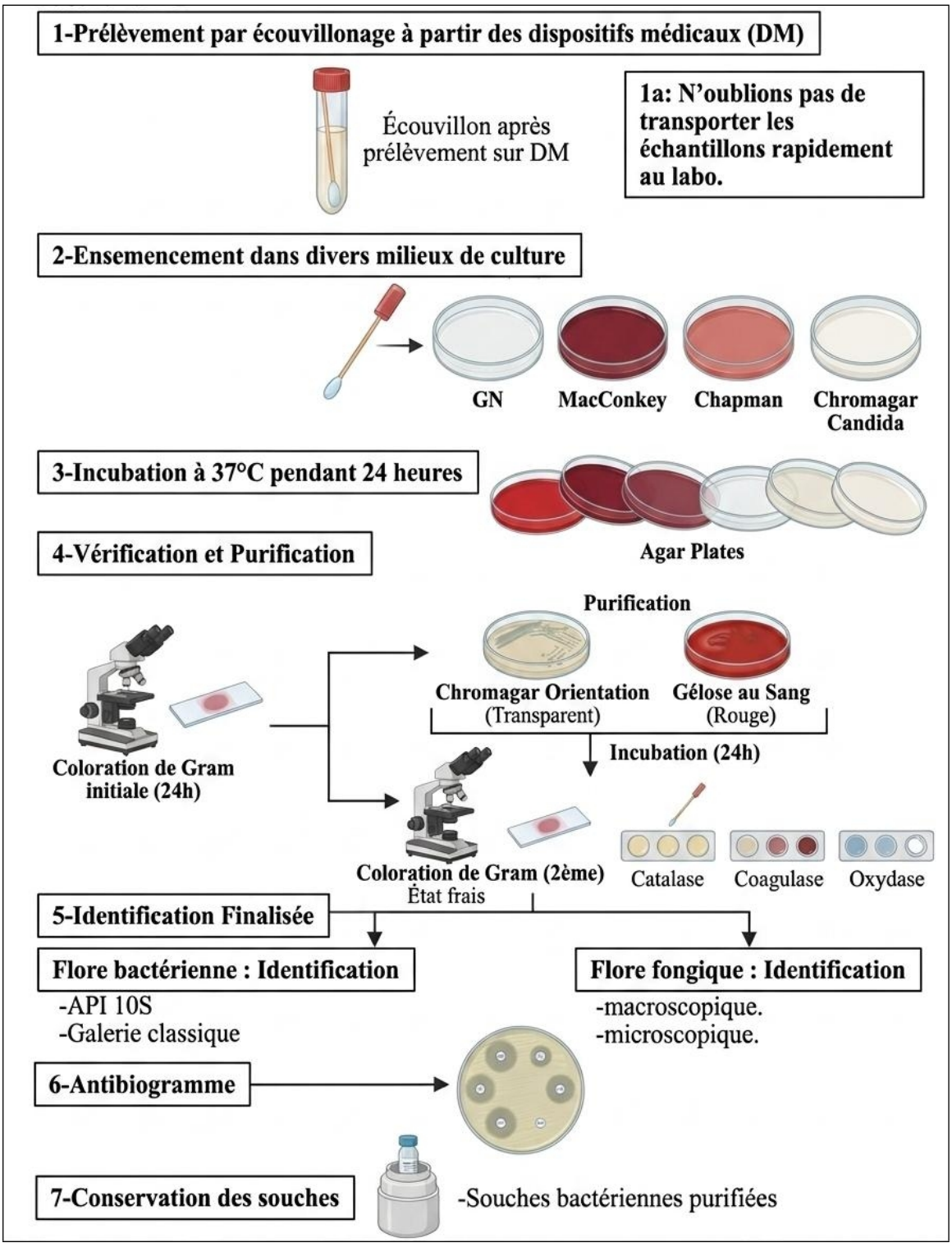


Figure 4. Schéma récapitulatif du protocole de travail

2. Prélèvement et transport

Un total de 51 prélèvements a été réalisé dans le cadre de cette étude. Ils ont été effectués entre le 02 mars et le 26 avril 2026 au niveau de trois établissements de santé situés dans la région de Cheria.

La répartition des prélèvements est la suivante : 21 prélèvements ont été réalisés à l'EPH Mohamed Chebouki, 15 prélèvements à la polyclinique multiservices n°03 et 15 prélèvements à la polyclinique multiservices n°06.

Les prélèvements ont été effectués à partir de dispositifs médicaux par la méthode d'écouvillonnage de surface, à l'aide d'écouvillons stériles secs. Cette technique a consisté à réaliser des mouvements horizontaux, verticaux et rotatifs sur la surface des dispositifs afin de permettre la collecte des micro-organismes présents.

Après prélèvement, les écouvillons ont été transportés immédiatement au laboratoire de microbiologie dans des conditions aseptiques, à une température appropriée et dans un délai ne dépassant pas deux heures, afin de garantir la viabilité et la représentativité des échantillons avant analyse microbiologique.

Chaque échantillon a été soigneusement identifié selon le lieu de prélèvement et la date de réalisation, en tenant compte de la nature et de la classe des dispositifs médicaux concernés.

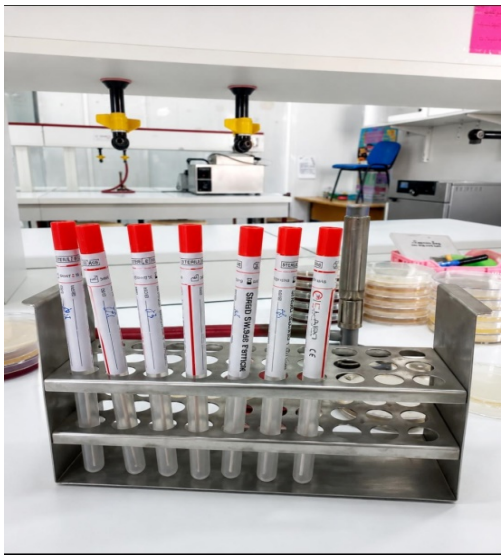


Figure 5. Les prélèvements par écouvillons

3. Mise en culture et isolement

Les prélèvements ont été ensemencés sur différents milieux de culture afin d'assurer l'isolement et la différenciation des microorganismes.

Les milieux utilisés étaient les suivants :

- **Gélose nutritive (GN)** : milieu ordinaire destiné à la culture et à la multiplication des bactéries non exigeantes.
- **Gélose MacConkey** : milieu sélectif et différentiel permettant l'isolement des bacilles à Gram négatif ainsi que la différenciation des bactéries fermentant le lactose de celles ne le fermentant pas.
- **CHROMagar Candida** : milieu chromogène utilisé pour l'isolement et la différenciation des espèces du genre *Candida* selon la coloration des colonies.
- **Gélose Chapman** : milieu sélectif riche en chlorure de sodium, utilisé principalement pour l'isolement des staphylocoques et la mise en évidence de la fermentation du mannitol.

L'ensemencement a été réalisé par écouvillonnage direct à la surface des milieux de culture. Chaque prélèvement a été strié soigneusement afin d'assurer une répartition homogène de l'inoculum et de favoriser l'isolement des colonies bactériennes.

4. Incubation et purification

Les boîtes de Pétri ont ensuite été incubées à 37 °C pendant 24 à 48 heures, selon les exigences du microorganisme recherché. À l'issue de l'incubation, les colonies présentant des caractéristiques morphologiques distinctes ont été sélectionnées puis soumises à une étape de purification par repiquage sur des milieux appropriés, dans le but d'obtenir des cultures pures nécessaires à l'identification microbiologique.

La purification des souches a été effectuée sur les milieux suivants :

- **Gélose au sang** : milieu enrichi et non sélectif constitué d'une base nutritive supplémentée en sang. Il permet la croissance des bactéries exigeantes et non exigeantes, ainsi que l'étude des différents types d'hémolyse (α, β ou γ), constituant un critère important pour l'orientation de l'identification bactérienne. Après l'isolement

primaire, les colonies de bactéries à Gram positif ont été repiquées sur ce milieu afin d'obtenir des cultures pures avant la réalisation des tests d'identification.

- **CHROMagar Orientation** : milieu chromogène non sélectif utilisé pour l'isolement, la purification des isolats bactériens à Gram négatif et l'orientation de leur identification, notamment des bactéries uropathogènes. Ce milieu repose sur l'utilisation de substrats chromogènes révélant des activités enzymatiques spécifiques, permettant ainsi une différenciation présomptive rapide des espèces bactériennes par l'apparition de colonies de couleurs distinctes.

- *Escherichia coli* : colonies de couleur rose à rouge foncé .
- *Proteus mirabilis* : colonies claires entourées d'un halo brun diffus.
- *Proteus vulgaris* : colonies de couleur bleu-vert avec un léger fond brun.
- *Enterococcus spp.* : petites colonies de couleur bleu à turquoise.
- *Klebsiella spp., Enterobacter spp*. et *Citrobacter spp.* : colonies de couleur bleu métallique à bleu foncé.
- *Pseudomonas aeruginosa* : colonies translucides, de couleur crème à bleu.



Figure 6. Ensemencement dans les milieux de culture

5. Identification microbiologique

L'identification microbiologique a reposé sur l'étude macroscopique des colonies bactériennes après incubation, suivie d'un examen microscopique préliminaire avant les tests biochimiques.

5.1.Examen macroscopique

L'observation des colonies bactériennes a permis d'évaluer leur aspect, taille, couleur et morphologie afin d'obtenir une première orientation sur les bactéries isolées et de vérifier la pureté des cultures.

5.2.Examen à l'état frais

Une suspension bactérienne observée entre lame et lamelle au microscope optique a permis d'étudier la morphologie des cellules vivantes ainsi que leur mobilité.

5.3.Coloration de Gram

Cette coloration différentielle a été réalisée afin de classer les bactéries en Gram positif ou Gram négatif selon la structure de leur paroi cellulaire, tout en précisant leur morphologie et leur disposition microscopique.

5.4.Tests d'orientation et identification biochimique des souches bactériennes

Après l'examen microscopique et la coloration de Gram, les souches bactériennes isolées ont été soumises à différents tests biochimiques d'orientation afin de faciliter leur identification. Ces tests permettent de mettre en évidence certaines activités enzymatiques et caractéristiques métaboliques propres aux bactéries.

5.4.1. Test de catalase

Le test de catalase a été réalisé sur les bactéries à Gram positif et à Gram négatif par mise en contact d'une colonie bactérienne avec une goutte d'eau oxygénée (H_2O_2) déposée sur une lame propre.

Ce test a pour but de rechercher la présence de l'enzyme catalase, capable de dégrader le peroxyde d'hydrogène en eau et en oxygène, protégeant ainsi la bactérie contre le stress oxydatif. Il constitue également un test d'orientation important pour différencier certains

groupes bactériens, notamment les staphylocoques (catalase positive) des streptocoques (catalase négative).

L'apparition immédiate de bulles d'oxygène traduit une réaction positive, tandis que l'absence d'effervescence correspond à une réaction négative.

5.4.2. Test de coagulase

Le test de coagulase a été réalisé principalement pour l'identification des staphylocoques. Il consiste à mélanger une colonie bactérienne avec du plasma, soit sur lame, soit en tube.

Ce test a pour objectif de mettre en évidence la production de l'enzyme coagulase, capable de transformer le fibrinogène plasmatique en fibrine. Il permet notamment de différencier *Staphylococcus aureus* des autres staphylocoques à coagulase négative.

La formation d'un caillot ou d'une agglutination visible indique une réaction positive, tandis que l'absence de coagulation traduit une réaction négative.

5.4.3. Test d'oxydase

Le test d'oxydase a été effectué principalement sur les bactéries à Gram négatif à l'aide d'un disque ou d'un papier imprégné de réactif oxydase sur lequel une colonie bactérienne a été déposée.

Ce test vise à détecter la présence de la cytochrome oxydase, enzyme impliquée dans la chaîne respiratoire bactérienne. Il permet d'orienter l'identification des bactéries Gram négatif en différenciant notamment les bactéries oxydase positives des Enterobacteriaceae généralement oxydase négatives.

L'apparition rapide d'une coloration violette indique une réaction positive, alors que l'absence de coloration correspond à une réaction négative.

5.4.4. Identification biochimique par galerie API 10S

L'identification finale des souches bactériennes à Gram négatif a été réalisée à l'aide de la galerie API 10S, destinée spécifiquement à l'identification des bacilles Gram négatifs (BGN). Cette galerie est constituée de dix microtubes contenant des substrats biochimiques

déshydratés permettant l'étude de différentes activités enzymatiques et métaboliques, en vue d'une identification précise des souches isolées.

Les microtubes ont été inoculés avec une suspension bactérienne homogène, assurant la réhydratation des substrats et le déclenchement des réactions biochimiques. Pour certains tests nécessitant des conditions d'anaérobiose (LDC, ODC, H_2S et URE), de l'huile de paraffine a été ajoutée. La galerie a été incubée à 36 ± 2 °C pendant 18 à 24 h, dans une enceinte humide obtenue par ajout d'environ 5 ml d'eau dans la boîte d'incubation.

La lecture des réactions, révélées par des changements de coloration spontanés ou après ajout de réactifs spécifiques, a été effectuée selon la grille du fabricant (Annexe 2). L'interprétation des profils biochimiques, complétée par l'outil d'identification en ligne UPBM Le Lab, a permis l'identification finale des souches bactériennes.

5.4.5. Identification par galerie API Staph

L'identification des souches de staphylocoques a été réalisée à l'aide de la galerie API Staph, une galerie miniaturisée regroupant différents tests biochimiques spécifiques aux bactéries du genre *Staphylococcus,* La préparation de la galerie se fait de la même manière que celle de l'API 10S.

Les tubes de la galerie API Staph sont ensemencés avec le milieu API Staph inoculé, en ne remplissant que les tubes sans remplir les cupules, tout en évitant la formation de bulles d'air. Une anaérobiose est créée pour les tests ADH et URE en recouvrant leurs cupules avec de l'huile de paraffine. Enfin, la galerie est incubée à 36 ± 2 °C pendant 18 à 24 heures. L'interprétation des résultats a été réalisée selon le tableau de lecture fourni par le fabricant, présenté en (Annexe 03).



Figure 7 . API Staph

5.4.6. La galerie biochimique classique :

Dans le cadre de ce travail, l'identification biochimique des souches bactériennes a été réalisée en utilisant la galerie API 10S pour certaines souches. Toutefois, en raison de contraintes matérielles, une partie des isolats a été identifiée par des tests biochimiques classiques. L'ensemble des tests réalisés par la galerie classique est présenté dans le tableau suivant.

Tableau 6. Les caractères de la galerie biochimique classique

Milieu	Principe	Technique	Résultats
TSI (Triple Sugar Iron)	Permet d'évaluer l'utilisation du glucose, lactose, saccharose, la production de H_2S et de gaz, et la présence de la LDC.	Ensemencer abondamment la surface par stries serrées, puis piquer le culot. Incuber 24 h à 37 °C.	- Virage jaune : fermentation des sucres (glucose, lactose, saccharose) - Tache noire : H_2S+ - Bulles ou soulèvement de gélose : production de gaz +
Citrate de Simmons	Vérifie si la bactérie peut utiliser le citrate comme seule source de carbone.	Strier longitudinalement la pente à partir d'une suspension bactérienne solide en eau distillée stérile. Incuber 24 h à 37 °C.	- Virage au bleu ou bleu vert : citrate + - Pas de virage : citrate –
Urée-indole	**Uréase** : détection de l'hydrolyse de l'urée et alcalinisation du milieu. **Indole** : certaines bactéries hydrolysent le tryptophane en indole.	Uréase : faire suspension en milieu urée-tryptophane, incub. 24 h à 37 °C Indole : ensemencer milieu urée-indole, incub. 18–24 h à 37 °C	Uréase : rouge → uréase + ; orange → uréase – Indole : anneau rouge → indole + ; absence → indole –
Clarck et Lubs (VP/RM)	VP : détecte la fermentation du glucose par la voie du butanediol et formation d'acétoïne. RM : détection d'une acidification du milieu.	VP : ensemencer largement, incub. 24 h, ajouter α-naphtol et soude, oxygéner, attendre 10 min. RM : ajouter 2–3 gouttes de rouge de méthyl, lecture immédiate.	VP : rouge → VP+ ; absence → VP– RM : virage au rouge → RM+ ; pas de virage → RM–

6. Antibiogramme

La sensibilité des souches bactériennes aux antibiotiques a été évaluée par la méthode de diffusion sur gélose Mueller-Hinton. Une suspension bactérienne homogène a été préparée à partir d'une colonie pure et fraîche afin d'assurer un ensemencement uniforme. Chaque souche a été inoculée sur une boîte de Pétri distincte pour éviter toute contamination croisée.

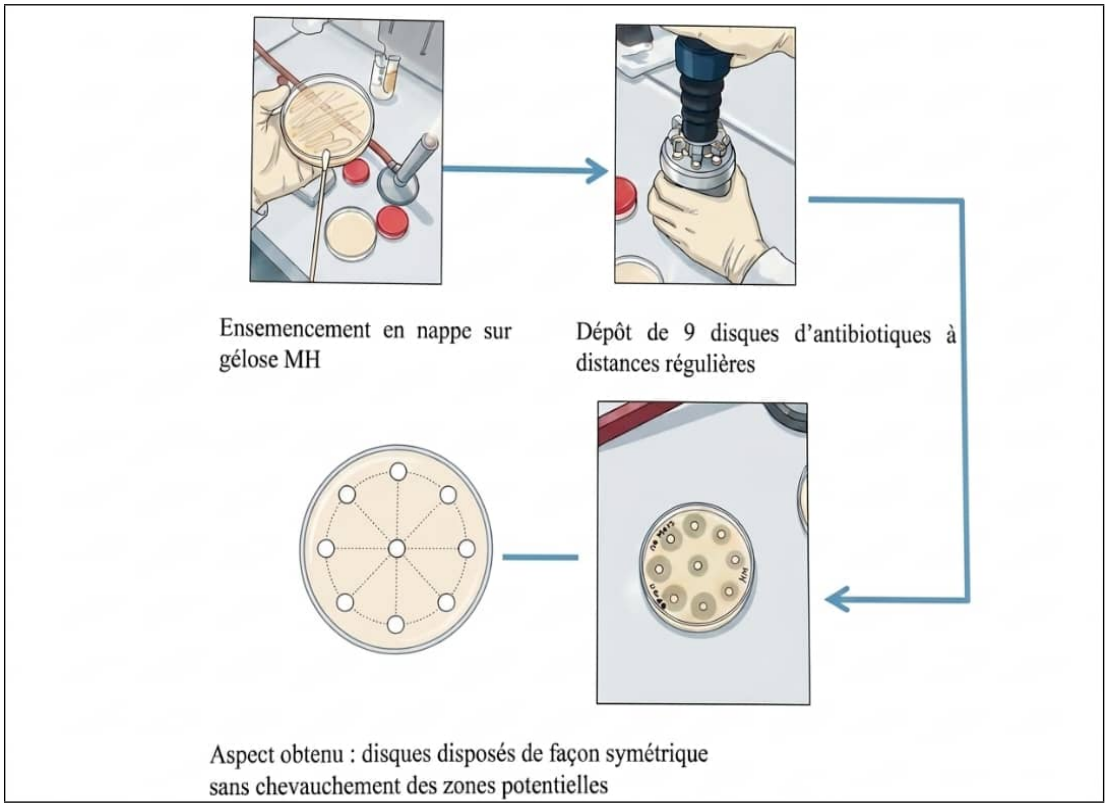


Figure 8. Antibiogramme par la méthode de diffusion sur gélose MH

Les disques d'antibiotiques, choisis en fonction du type de souche et de la disponibilité en laboratoire, ont été déposés sur la surface de la gélose à l'aide d'une pince stérile. Les disques ont été espacés de manière à éviter le chevauchement des zones d'inhibition. Cette disposition permet une lecture précise de l'activité antibactérienne.

Les boîtes ont été incubées couvercle haut à 37 °C pendant 18 à 24 h. Après incubation, les diamètres des zones d'inhibition autour de chaque disque ont été mesurés en millimètres(Annexe 18). Les résultats ont été interprétés conformément aux recommandations du Clinical and Laboratory Standards Institute (CLSI, 2026) afin de déterminer le profil de sensibilité de chaque souche.

7. Conservation de longue durée

La conservation à long terme des souches a été effectuée par piqûre centrale dans un tube contenant de la gélose de conservation. Après incubation pendant 24 h à 37 °C, les tubes ont été stockés à température ambiante. Cette méthode permet de maintenir la viabilité des souches pour des utilisations ultérieures

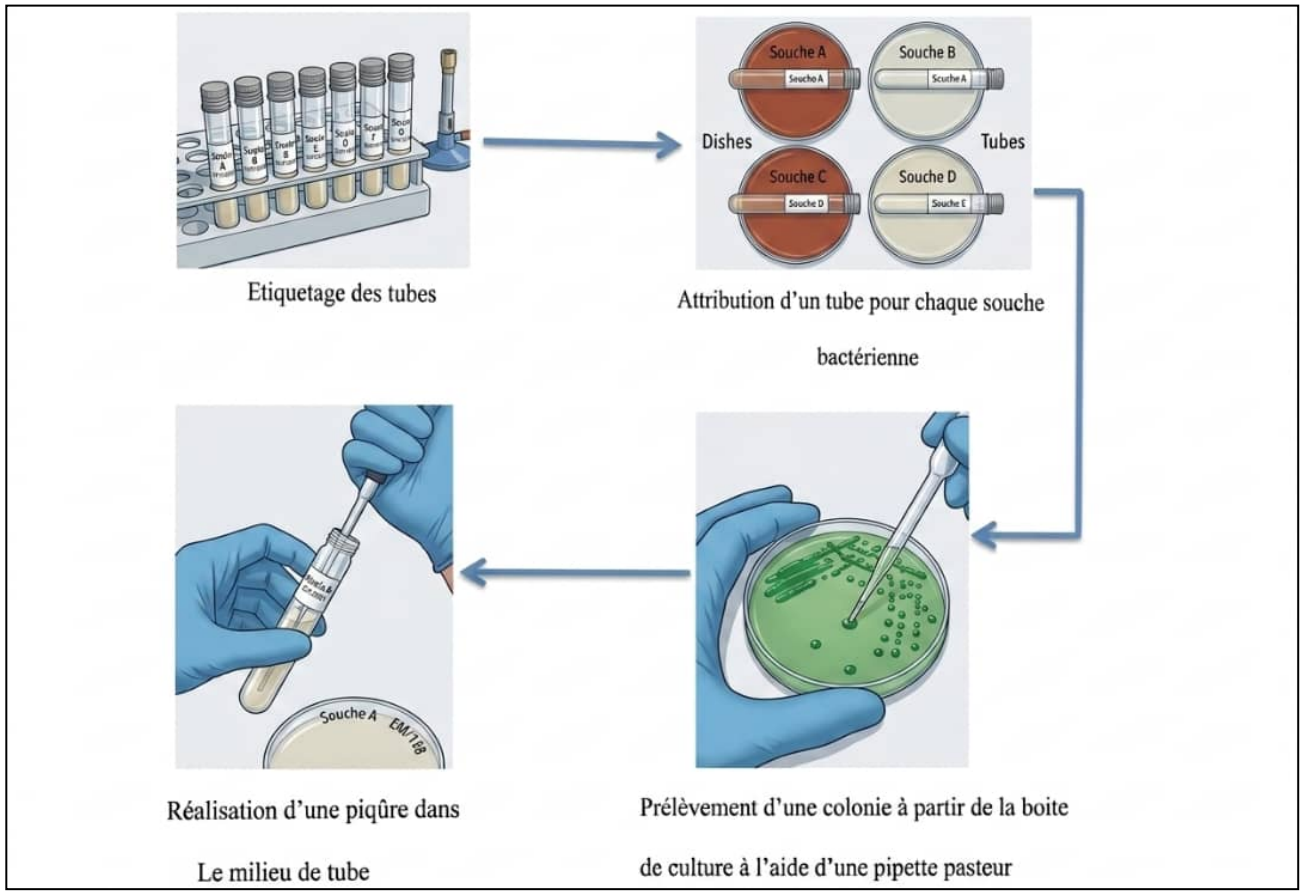


Figure 9. Méthode de conservation des souches bactérienne

1. Collecte des prélèvements

1.1.Au niveau de l'Établissement Public Hospitalier (EPH)

Les résultats de collecte des prélèvements ont permis de collecter 21 prélèvements à partir de de l'EPH Mohammed Chebouki - Cheria -, la répartition des prélèvements selon le service et leurs classes est présenté dans le tableau 07.

Tableau 7. Présentation des prélèvements selon les classes et les services de l'EPH

Service	Code d'échantillons	Nom d'échantillons	Classe d'échantillons
Pédiatrie	01 P	Stéthoscope	I
	02 P	Tensiomètre	IIa
	03 P	Aspirateur	IIa
	04 P	Seringue	IIa
	05 P	Tube nasale	IIa
	06 P	Table d'examen médicale	I
	07 P	Photothérapie intensive	IIa
Dialyse	01 DI	Hémodialyse	IIb
	02 DI	Lit médicale	I
	03 DI	Porte de sérum	I
	04 DI	Poignée de porte	I
	05 DI	Chariot	I
	06 DI	Tensiomètre	IIa
	07 DI	Dialyseur (lignes de sang)	IIb
Chirurgie	01 CH	Chariot	I
	02 CH	Lit médicale	I
	03 CH	Réfrigérateur	I
	04 CH	Porte de sérum	I
	05 CH	Autoclave médicale	IIb
	06 CH	Chaise	I
	07 CH	Tensiomètre	IIa

P :Pédiatrie, **DI :**Dialyse, **CH :**Chirurgie

1.2. Au niveau de polycliniques multiservices N°03:

Les opérations de collecte ont permis d'obtenir 15 prélèvements provenant de la polycliniques multiservices N°03, dont la répartition est illustrée dans le tableau 08.

Tableau 8. Présentation des prélèvements selon les classes et les services de polycliniques multiservices N°03

Service	Code d'échantillons	Nom d'échantillons	Classe d'échantillons
Salle de soin	01 SS3	Ciseaux médicale	I
	02 SS3	Pince médicale	I
	03 SS3	Boite de sérum	I
	04 SS3	Électrochoc	IIb
	05 SS3	Electrocardiogramme (ECG)	IIa
Déchoquage hommes	01 DH	Chariot	I
	02 DH	Lit médicale	I
	03 DH	Robinet d'eau	I
	04 DH	Chaudière	IIb
	05 DH	Potence	I
Déchoquage femmes	01 DF	Chariot	I
	02 DF	Table malade	I
	03 DF	Lunette d'oxygène	IIa
	04 DF	Stéthoscope	I
	05 DF	Tensiomètre	IIa

SS3 : Salle de soin de polyclinique 03, **DF :**Déchoquage femmes, **DH :**Déchoquage hommes

1.3. Au niveau de polycliniques multiservices N°06:

Les prélèvements réalisés au niveau de la polycliniques multiservices N°06 ont permis de recueillir 15 échantillons. Leur répartition figure dans le tableau 09.

Tableau 9. Présentation des prélèvements selon les classes et les services de polycliniques multiservices N°06

Service	Code d'échantillons	Nom d'échantillons	Classe d'échantillons
Laboratoire	01 LAB	L'armoire	I
	02 LAB	Chariot	I
	03 LAB	Centrifugeuse	IIb
	04 LAB	Paillasse	I
	05 LAB	Étuve	IIa
Salle de soin	01 SS6	Lit médicale	I
	02 SS6	Réfrigérateur	I
	03 SS6	Tensiomètre	IIa
	04 SS6	Étuve	IIa
	05 SS6	L'armoire	I
D'odontologie	01 DEN	Unité dentaire	IIa
	02 DEN	Haricot	I
	03 DEN	Fauteuil	I
	04 DEN	Chariot	I
	05 DEN	Bureau	I

SS6 : Salle de soin de polyclinique 06, **LAB :**Laboratoire, **DEN :**Dentaire

Les prélèvements réalisés dans l' EPH et les polycliniques 3 et 6 couvrent un large éventail de dispositifs

Les dispositifs non critiques (I) en contact avec la peau intacte ou l'environnement (lits, chariots, tables, poignées, armoires…) nécessitent au minimum un nettoyage rigoureux et une désinfection de bas à intermédiaire niveau .

Les dispositifs semi-critiques (IIa, IIb) (tensiomètres, lunettes d'oxygène, aspirateurs, tubulures de dialyse, enduction dentaire, photothérapie intensive…) exigent une désinfection de haut niveau, voire stérilisation lorsqu'ils entrent en contact avec muqueuses ou sang.

Cette distribution s'inscrit directement dans la logique de Spaulding, qui relie le niveau de contact avec le patient au niveau de désinfection/stérilisation requis. (Kremer, Rowan et McDonnell, 2024)

2. Identification phénotypique préliminaire des souches bactériennes

L'identification préliminaire des souches bactériennes a reposé sur une approche phénotypique combinant l'examen macroscopique et microscopique. Après 24 heures d'incubation à 37 °C, les colonies développées sur différents milieux de culture (gélose nutritive, gélose MacConkey, gélose Chapman et Chromagar Candida) ont été observées afin d'analyser leurs caractéristiques culturales, permettant une première orientation de l'identification des microorganismes isolés. Par ailleurs, l'examen microscopique à l'état frais ainsi que la coloration de Gram ont été réalisés afin de préciser les caractéristiques morphologiques et tinctoriales des souches bactériennes. L'ensemble des résultats obtenus lors de cette étape d'identification est présenté en annexes 05 et 06.

Les diagrammes suivants présentent les résultats de la première orientation des cultures bactériennes isolées au niveau des 03 points de prélèvements, sur la base de la coloration de Gram.

- **Au niveau de l'hôpital**

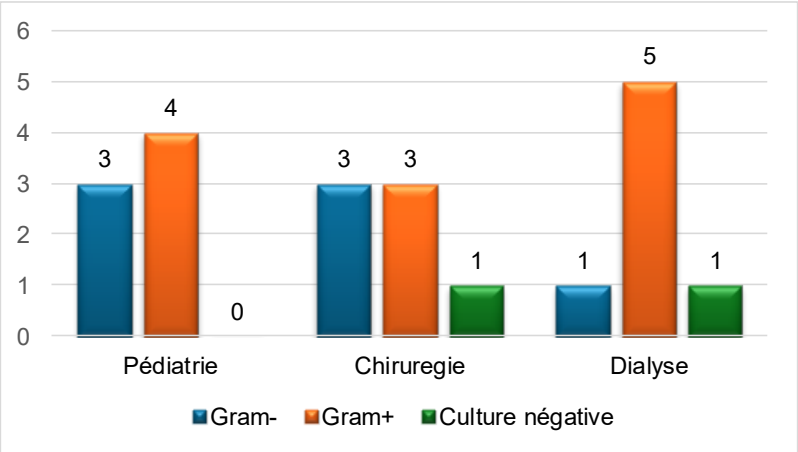


Figure 4. Résultats de la culture selon les services à l'EPH

On observe que les bactéries à Gram positif sont les plus fréquemment isolées dans l'ensemble des services étudiés. Le service de dialyse enregistre le nombre le plus élevé de souches à Gram positif (n = 5), suivi de la pédiatrie (n = 4) et de la chirurgie (n = 3). Concernant les bactéries à Gram négatif, leur fréquence est identique en pédiatrie et en chirurgie (n = 3), alors qu'une seule souche a été isolée dans le service de dialyse.

En outre, aucune culture négative n'a été observée en pédiatrie, tandis qu'une culture négative a été enregistrée dans chacun des services de chirurgie et de dialyse.

Globalement, ces résultats mettent en évidence une prédominance des bactéries à Gram positif parmi les isolats obtenus, particulièrement dans le service de dialyse, ce qui suggère une circulation plus importante de ce groupe bactérien au sein de ce service.

- **Au niveau de polycliniques multiservices N°03:**

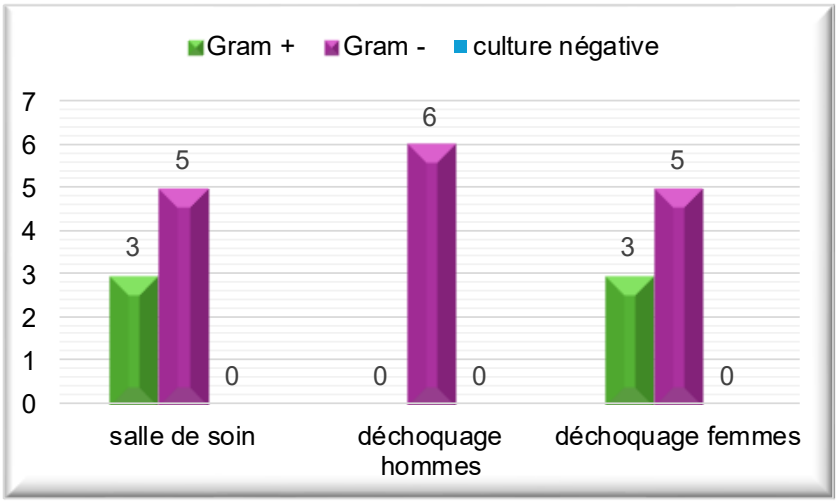


Figure 5. . Résultats de la culture selon les services à polyclinique multiservices N°03

Ce diagramme présente la répartition des résultats de la coloration de Gram des cultures bactériennes selon les différents services étudiés au niveau du polyclinique multiservices N°03.

Les bactéries à Gram négatif prédominent dans l'ensemble des services. Le service de déchoquage hommes présente le nombre le plus élevé de souches à Gram négatif (n = 6), suivi de la salle de soins et du déchoquage femmes avec cinq souches chacune. Concernant les bactéries à Gram positif, trois souches ont été isolées dans la salle de soins et trois autres dans le service de déchoquage femmes, tandis qu'aucune souche à Gram positif n'a été retrouvée dans le service de déchoquage hommes.

Par ailleurs, aucune culture négative n'a été enregistrée dans les trois services étudiés, indiquant que toutes les cultures réalisées ont permis l'isolement d'au moins une souche bactérienne.

Ces résultats révèlent une nette prédominance des bactéries à Gram négatif, particulièrement dans le service de déchoquage hommes, où elles représentent la totalité des isolats obtenus.

- **Au niveau de polycliniques multiservices N°06:**

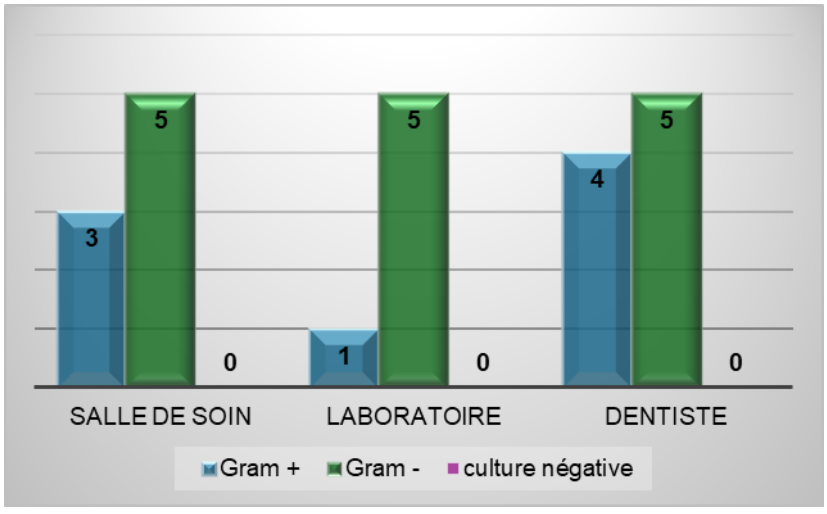


Figure 6. . Résultats de la culture selon les services à polyclinique multiservices N°06

Les résultats présentés dans ce diagramme montrent une prédominance des bactéries à Gram négatif dans les trois unités étudiées au polyclinique multiservices N°06.

Le laboratoire et le service dentaire enregistrent chacun cinq isolats à Gram négatif, tandis que la salle de soin en compte également cinq. En revanche, les bactéries à Gram positif sont moins représentées, avec quatre isolats au niveau du service dentaire, trois dans la salle de soin et un seul au laboratoire. Aucune culture négative n'a été observée dans les différents services, indiquant une croissance bactérienne pour l'ensemble des prélèvements analysés.

2.3. Identification biochimique

Après la différenciation des isolats par la coloration de Gram, les souches bactériennes ont été orientées vers des schémas d'identification distincts selon leur appartenance aux groupes Gram positif ou Gram négatif. L'identification phénotypique a ensuite été poursuivie à l'aide de tests biochimiques adaptés à chaque groupe, permettant la mise en évidence de caractères métaboliques et enzymatiques spécifiques nécessaires à la détermination des microorganismes isolés. Les résultats relatifs aux bactéries à Gram positif et à Gram négatif sont présentés respectivement dans les annexes 07 et 08.

- ✓ **Les isolats Gram positif**

Les résultats obtenus à l'issue des tests biochimiques, ont permis d'orienter et de réaliser une identification des bactéries à Gram positif. Ces isolats appartiennent principalement aux genres *Staphylococcus*, *Micrococcus* et *Enterococcus*.

Tableau 10. Identification des bactéries à Gram positif

L'établissement	Les prélèvements	Nom d'espèce
L'EPH	**01 P**	*Staphylococcus aureus*
	02 P	*S.aureus*
	04 P	*S.aureus*
	06 P	*Enterococcus spp.*
	03 DI	*Micrococcus spp .*
	04 DI	*Staphylococcus epidermidis*
	05 DI	*S.aureus*
	06 DI	*S.aureus*
	07 DI	*Micrococcus spp .*
	02 CH	*S.epidermidis*
	04 CH	*Micrococcus spp.*
	07 CH	*S.aureus*
La polycliniques multiservices N°03	**01 SS3**	*S.saprophyticus*
	03 SS3	*Enterococcus spp.*
	05 SS3	*S.epidermidis*
	02 DF	*S.epidermidis*
	03 DF	*Micrococcus spp.*
	04 DF	*Micrococcus spp.*
La polycliniques multiservices N°06	**02 LAB**	*Micrococcus spp.*
	01 SS6	*Micrococcus spp.*
	03 SS6	*S.epidermidis*
	05 SS6	*S.aureus*
	02 DEN	*S.aureus*
	03 DEN	*Micrococcus spp.*
	05 DEN	*S.aureus*

L'analyse des bactéries Gram positives isolées montre une nette prédominance du genre *Staphylococcus*, en particulier *S. aureus*, qui constitue l'espèce la plus fréquemment retrouvée dans l'ensemble des établissements étudiés. Cette dominance suggère une forte implication de ce pathogène dans les prélèvements analysés et une possible circulation en milieu de soins.

Les espèces *S. epidermidis* et *S. saprophyticus* sont également identifiées, reflétant la présence de bactéries commensales à potentiel opportuniste. Le genre *Micrococcus* spp., majoritairement considéré comme contaminant cutané ou environnemental, est aussi régulièrement isolé. Enfin, *Enterococcus* spp. est retrouvé de façon plus limitée mais reste important en raison de son implication dans les infections nosocomiales.

Ces résultats mettent en évidence une flore bactérienne diversifiée dominée par des staphylocoques, traduisant une pression microbienne significative et soulignant l'importance du renforcement des mesures d'hygiène et de prévention des infections associées aux soins.

✓ **Les isolats Gram négatif**

L'analyse des isolats de bactéries à Gram négatif met en évidence une forte diversité bactérienne dominée par les genres *Pseudomonas*, *Aeromonas* et, dans une moindre mesure, *Proteus* et *Enterobacter*.

Tableau 11. Identification des bactéries à Gram négatif

L'établissement	Les prélèvements	Noms des espèces
L'EPH	03 P	*Pontoa spp.*
	05 P	*Pseudomonas aeruginosa*
	07 P	*Stenotrophomones maltophila*
	03 CH	*P.aeruginosa*
	05 CH	*P.aeruginosa*
	01 DI	*P.aeruginosa*
La polycliniques multiservices N°03	01 SS3	*Aeromonas hydrophila*
	02 SS3	*A.hydrophila* *P.aeruginosa*
	03 SS3	*Proteus vulgaris*
	04 SS3	*A.hydrophila*
	05 SS3	*A. hydrophila*
	01 DH	*P.aeruginosa*
	02 DH	*Klebssiella oxytoca* *P.vulgaris*
	03 DH	*P.aeruginosa*
	04 DH	*P.aeruginosa*
	05 DH	*A.hydrophila*
	01 DF	*P.aeruginosa*
	02 DF	*P.aeruginosa*
	03 DF	*P.aeruginosa*
	04 DF	*A.hydrophila*
La polycliniques multiservices N°06	01 LAB	*A.hydrophila*
	03 LAB	*A.hydrophila*
	04 LAB	*P.aeruginosa* *Enterobacter cloacae complex*
	05 LAB	*P.aeruginosa*
	01 SS6	*P.aeruginosa*
	02 SS6	*A. hydrophila*
	04 SS6	*P.aeruginosa*
	05 SS6	*Proteus mirabilis*
	05 SS6	*P.aeruginosa*
	01 DEN	*Providencia spp.*
	02 DEN	*P.aeruginosa*
	03 DEN	*P.aeruginosa*
	05 DEN	*P.aeruginosa*

Globalement, *P.aeruginosa* constitue l'espèce la plus fréquemment isolée dans l'ensemble des établissements, traduisant une forte adaptation aux milieux hospitaliers et une implication majeure dans les infections opportunistes, notamment associées aux soins. Le genre *Aeromonas* est également largement représenté, avec une prédominance de *Aeromonas hydrophila*, suggérant une contamination hydrique ou environnementale importante.

D'autres bactéries opportunistes et entériques sont également identifiées, notamment *Proteus vulgaris*, *Proteus mirabilis*, *Klebsiella oxytoca*, *Enterobacter cloacae complex* et *Providencia spp.*, reflétant une flore polymicrobienne à potentiel pathogène varié.

Par établissement, l'EPH présente principalement des isolats de *P.aeruginosa* et *Stenotrophomonas maltophilia*, indiquant une circulation de bactéries opportunistes hospitalières. Les polycliniques multiservices N°03 et N°06 montrent une plus grande diversité bactérienne, avec coexistence de plusieurs genres, suggérant une pression microbienne mixte d'origine environnementale et clinique.

Ces résultats mettent en évidence la prédominance de bactéries Gram négatif opportunistes, en particulier *P.aeruginosa*, soulignant un risque infectieux élevé et la nécessité de renforcer les mesures d'hygiène, de surveillance microbiologique et de prévention des infections associées aux soins.

La distribution quantitative des isolats bactériens par établissement est illustrée dans la heatmap ci-dessous, permettant une visualisation comparative de la charge microbienne et de la dominance des différentes espèces.

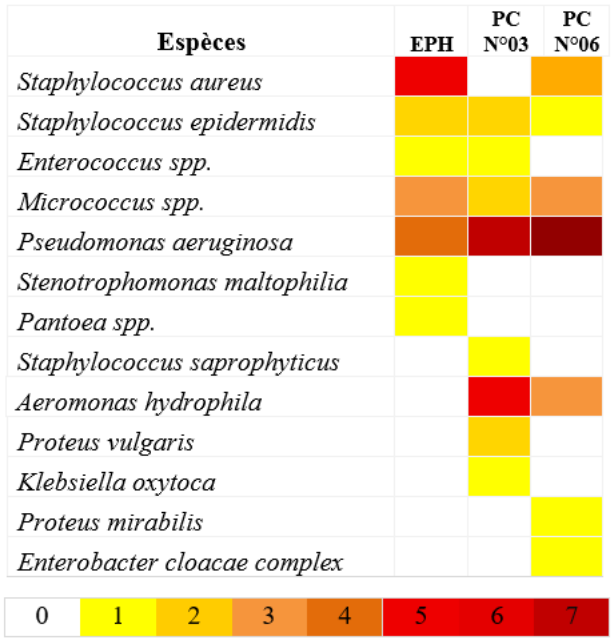


Figure 7 . Heatmap illustre la distribution quantitative des isolats bactériens par établissement

3. Antibiogramme

Les différentes souches bactériennes isolées, notamment des genres *Staphylococcus, Enterococcus, Pseudomonas, Aeromonas, Proteus, Enterobacter* et *Klebsiella,* ont fait l'objet d'un antibiogramme afin d'évaluer leur profil de sensibilité vis-à-vis des antibiotiques testés. L'interprétation des résultats a été réalisée selon les recommandations du CLSI (2026), permettant de classer les souches en sensibles (S), intermédiaires (I) ou résistantes (R).

- **Profil de sensibilité aux antibiotiques des souches de *Staphylococcus aureus* testés**

L'analyse du profil de sensibilité des souches de Staphylococcus aureus isolées met en évidence une hétérogénéité des comportements vis-à-vis des antibiotiques testés, avec des profils de résistance et de sensibilité variables d'une souche à l'autre, reflétant une diversité phénotypique au sein des isolats étudiés.

Tableau 12. Profil de sensibilité des souches de staphylococcus aureus aux antibiotiques testés selon le CLSI 2026

Prélèvement / ATB	FOX	OX	VA	CIP	CN	FA	TE	DA	E
01 P	S	R	S	S	S	S	R	S	R
02 P	S	R	S	S	S	S	S	S	S
04 P	R	R	I	S	S	I	R	S	R
05 DI	S	R	S	S	S	R	R	S	R
06 DI	S	R	S	S	S	R	S	S	I
07 CH	S	R	I	R	R	S	R	R	R
05 SS6	R	R	I	S	S	R	S	S	R
02 DEN	S	R	I	S	S	S	S	S	R
05 DEN	R	R	I	S	S	R	S	S	R

FOX : Céfoxitine, **Ox** : Oxacilline, **VA** : Vancomycine, **CIP** : Ciprofloxacine, **CN** : Gentamicine, **FA** : acide Fusidique, **TE** : Tétracycline, **DA** : Clindamycine, **E** : Erythromycine.

L'étude du profil de sensibilité des neuf souches de *Staphylococcus aureus* isolées met en évidence une résistance généralisée à l'oxacilline (OX), toutes les souches présentant un phénotype résistant. Cette résistance est confirmée par les résultats obtenus avec la céfoxitine (FOX), où plusieurs isolats sont également résistants. Ces résultats indiquent que l'ensemble des souches étudiées peuvent être considérées comme des *Staphylococcus aureus* résistants à la méthicilline (SARM), traduisant une forte prévalence de ce phénotype dans les prélèvements analysés.

Concernant la vancomycine (VA), aucune souche n'a présenté de résistance complète. Toutefois, cinq isolats (55,6 %) ont montré une sensibilité intermédiaire, tandis que quatre souches (44,4 %) demeurent sensibles. Cette diminution de sensibilité constitue un signal d'alerte, pouvant refléter l'émergence de souches VISA (Vancomycin Intermediate *Staphylococcus aureus*), connues pour être associées à un épaississement de la paroi bactérienne réduisant la pénétration de l'antibiotique.

La ciprofloxacine (CIP) conserve une bonne activité avec sept souches sensibles (77,8 %) contre une seule souche résistante (11,1 %). De même, la gentamicine (CN) présente une excellente efficacité puisque huit isolats sur neuf (88,9 %) sont sensibles et une seule souche est résistante.

L'acide fusidique (FA) montre une activité modérée, avec cinq souches sensibles (55,6 %), trois résistantes (33,3 %) et une souche intermédiaire (11,1 %). Cette variabilité suggère une pression de sélection pouvant favoriser l'émergence de mécanismes de résistance spécifiques.

La tétracycline (TE) présente également une efficacité modérée avec cinq souches sensibles (55,6 %) et quatre résistantes (44,4 %), traduisant une fréquence relativement élevée de résistance au sein des isolats étudiés.

La clindamycine (DA) demeure l'un des antibiotiques les plus actifs, avec huit souches sensibles (88,9 %) et une seule souche résistante (11,1 %), indiquant une bonne conservation de son efficacité contre les isolats de *S. aureus* analysés.

Enfin, l'érythromycine (E) est l'antibiotique le moins efficace après l'oxacilline, avec six souches résistantes (66,7 %), une souche intermédiaire (11,1 %) et seulement deux souches sensibles (22,2 %). Cette forte résistance pourrait être liée à la présence de gènes **erm** responsables d'une modification de la cible ribosomique des macrolides.

- **Profil de sensibilité des souches des souches d'*Enterococcus spp.***

L'étude du profil de sensibilité des deux souches d'*Enterococcus spp.* isolées révèle des comportements antibiotiques relativement similaires pour certains antibiotiques, mais également des différences notables traduisant une variabilité inter-souches.

Tableau 13. Résultats de l'antibiogramme des souches d'Enterococcus spp.

Prélèvement /ATB	AMC	AM	CN	VA	DA	OX	F	DO	CIP	LEV
06 P	**S**	**S**	**S**	**S**	**R**	**R**	**S**	**S**	**S**	**S**
03 SS3	**R**	**R**	**S**	**S**	**R**	**R**	**S**	**S**	**S**	**S**

AMC : Amoxicilline+acide clavulanique, **AM : Ampicilline**, **CN : Gentamicine**, **VA : Vancomycine**, **DA2 : Clindamycine**, **OX : Oxacilline**, **F : Nitrofurantion**, **DO : Doxycycline**, **CIP : Ciprofloxacine**, **LEV5 :Levofloxacine.**

Les deux isolats présentent une sensibilité à la gentamicine (CN), à la vancomycine (VA) et à la fosfomycine (F), indiquant la conservation de l'efficacité de ces molécules vis-à-vis des souches étudiées. L'absence de résistance à la vancomycine est particulièrement importante, car elle suggère l'absence de phénotype ERV (*Enterococcus* résistant à la vancomycine), fréquemment impliqué dans les infections nosocomiales difficiles à traiter.

Concernant les β-lactamines, la souche 06 P est sensible à l'amoxicilline (AM) et à l'amoxicilline-acide clavulanique (AMC), alors que la souche 03 SS3 présente une résistance à ces deux antibiotiques. Cette différence pourrait être liée à des mécanismes de résistance intrinsèques ou acquis affectant les protéines de liaison aux pénicillines.

Les deux souches sont résistantes à l'oxacilline (OX) et à la clindamycine (DA). Cette résistance est attendue pour la clindamycine chez les entérocoques, en raison de leur faible sensibilité naturelle à cette famille d'antibiotiques.

La doxycycline (DO), la ciprofloxacine (CIP) et la lévofloxacine (LEV) ont uniquement été testées sur la souche 06 P, qui s'est révélée sensible à ces molécules, témoignant d'un profil de résistance relativement limité pour cet isolat.

Dans l'ensemble, les résultats montrent que les souches d'*Enterococcus spp.* étudiées conservent une bonne sensibilité à plusieurs antibiotiques majeurs, notamment la vancomycine et la gentamicine. Toutefois, la présence d'une souche résistante aux aminopénicillines souligne l'importance d'un antibiogramme systématique pour orienter efficacement le traitement et prévenir la sélection de souches résistantes en milieu de soins.

- **Profil de sensibilité des souches de *Pseudomonas aeruginosa***

L'antibiogramme des 19 souches de *P.aeruginosa* met en évidence une excellente sensibilité à la majorité des antibiotiques testés. Toutes les souches (100 %) étaient sensibles à la lévofloxacine (LEV), à l'imipénème (IMP), à la pipéracilline (PRL) et à l'amikacine (AK). Une sensibilité très élevée a également été observée vis-à-vis de la ciprofloxacine (CIP), de la cefoperazone/sulbactam (S300) et de la ceftazidime (CAZ), avec un taux de sensibilité de **94,7 %** pour chacun de ces antibiotiques.

En revanche, toutes les souches (100 %) étaient résistantes à la céfotaxime (CTX), confirmant l'inefficacité de cette céphalosporine vis-à-vis de cette espèce. Concernant la ticarcilline-acide clavulanique (TIM), **57,9 %** des souches étaient sensibles tandis que **42,1 %** présentaient une sensibilité intermédiaire. Une résistance faible a été observée pour la ciprofloxacine et la cefoperazone/sulbactam (**5,3 %** chacune), tandis que **5,3 %** des souches ont présenté une sensibilité intermédiaire à la ceftazidime.

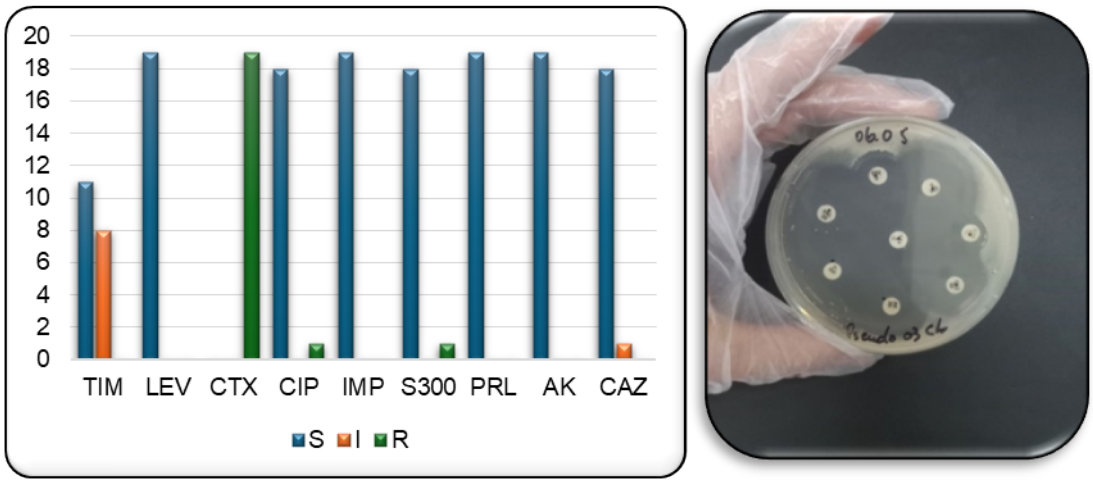


Figure 8. Profil de sensibilité des souches de *Pseudomonas*

- **Profil de sensibilité des souches d'*Aeromonas hydrophila***

Les 9 souches d'*A. hydrophila* ont présenté une sensibilité complète (100 %) à la lévofloxacine (LEV), à la ciprofloxacine (CIP) et à l'imipénème (IMP), indiquant une excellente activité de ces molécules contre les isolats étudiés. Une bonne activité a également été observée pour la pipéracilline (PRL), avec un taux de sensibilité de 77,8 %**,** tandis que 11,1 % des souches présentaient une sensibilité intermédiaire et 11,1 % une résistance.

À l'inverse, toutes les souches (100 %) étaient résistantes à la céfotaxime (CTX), témoignant de l'inefficacité de cet antibiotique vis-à-vis des isolats étudiés. La ticarcilline-acide clavulanique (TIM) a montré une faible efficacité, avec seulement 11,1 % de souches sensibles, contre 55,6 % de souches intermédiaires et 33,3 % de souches résistantes. Des résistances importantes ont également été observées vis-à-vis de la cefoperazone/sulbactam (S300), avec 44,4 % de souches résistantes, ainsi que de l'amikacine (AK), pour laquelle 22,2 % des isolats étaient résistants. Concernant la ceftazidime (CAZ), 66,7 % des souches étaient sensibles tandis que 33,3 % présentaient une sensibilité intermédiaire.

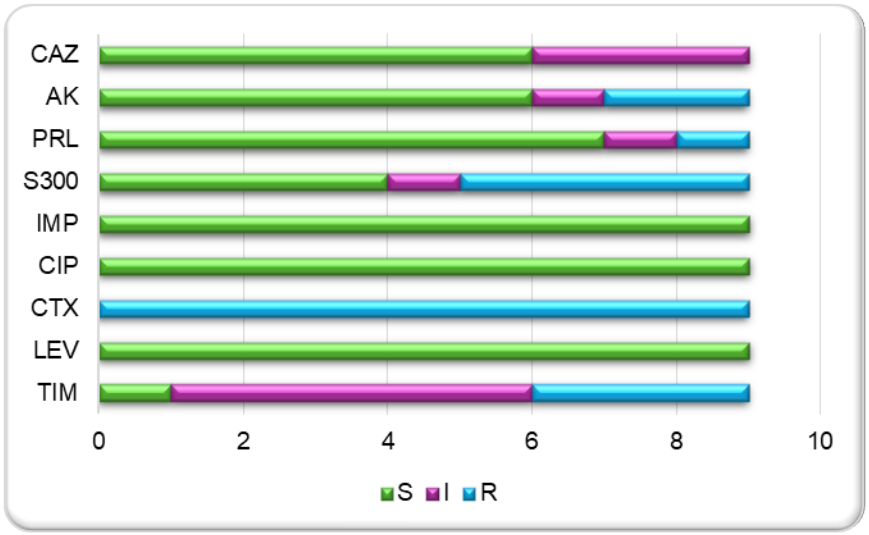


Figure 9. Profil d'antibiogramme *d'Aeromonas hydrophila*

- **Profil de sensibilité des souches d'entérobactéries**

L'analyse des cinq souches appartenant à différentes espèces d'entérobactéries a révélé des profils de sensibilité variables selon les antibiotiques testés (tableau 13).

Tableau 14. Profil de sensibilité des souches d'entérobactéries

Prélèvement	Souche identifiée	TE	K	C	CIP	IMP	LEV	CTX	AK	CAZ
05 SS6	*Proteus mirabilis*	R	S	S	S	S	S	S	S	S
03 SS3	*Proteus vulgaris*	R	S	S	S	S	S	S	S	S
02 DH	*Proteus vulgaris*	I	S	S	S	S	S	S	S	R
04 LAB	*Enterobacter cloacae complex*	R	S	S	S	S	S	R	S	I
02 DH	*Klebsiella oxytoca*	R	R	S	R	S	R	R	S	R

TE : Tétracycline, **K : Kanamycine**, **C :** Chloramphénicol, **CIP5 :** Ciprofloxacine, **IMP :** Imipenème, **LEV : Levofloxacine**, **CTX :** Céfoxitine, **AK :** Amikacine, **CAZ :** Ceftazidime

- ***Proteus mirabilis***

La souche de *P. mirabilis* a présenté une résistance à la tétracycline (TE), tandis qu'elle était sensible à l'ensemble des autres antibiotiques testés, notamment la kanamycine (K), le chloramphénicol (C), la ciprofloxacine (CIP), l'imipenème (IMP), la Levofloxacine (LEV), la céfotaxime (CTX), l'amikacine (AK) et la Ceftazidime (CAZ). Ce profil traduit une faible résistance antibiotique et une bonne sensibilité aux principales molécules utilisées contre les entérobactéries.

- ***Proteus vulgaris***

Les deux souches de *P. vulgaris* ont montré une sensibilité complète à la majorité des antibiotiques testés. Toutefois, une résistance à la tétracycline a été observée chez une souche, tandis que l'autre présentait une sensibilité intermédiaire à cet antibiotique. Une résistance à la ceftazidime a également été détectée chez une souche. Malgré ces résistances ponctuelles, les fluoroquinolones, les carbapénèmes et les aminosides sont demeurés efficaces contre les isolats étudiés.

- ***Enterobacter cloacae* complex**

La souche d'*Enterobacter cloacae* complex a présenté une résistance à la tétracycline et à la céfotaxime, ainsi qu'une sensibilité intermédiaire à la ceftazidime. En revanche, elle restait sensible aux autres antibiotiques testés, notamment aux fluoroquinolones, à l'imipenème et à l'amikacine. La résistance observée aux céphalosporines de troisième génération pourrait être liée à la production de β-lactamases chromosomiques de type *Amp*C, fréquemment rencontrées chez cette espèce.

- ***Klebsiella oxytoca***

La souche de *K. oxytoca* a présenté le profil de résistance le plus marqué parmi les entérobactéries étudiées. Elle était résistante à la tétracycline, à la kanamycine, à la ciprofloxacine, à la Levofloxacine, à la céfotaxime et à la ceftazidime. Toutefois, elle demeurait sensible au chloramphénicol, à l'imipenème et à l'amikacine. Ce profil suggère une multirésistance touchant plusieurs familles d'antibiotiques, tout en conservant une sensibilité aux carbapénèmes.

4 .Discussion générale

Les résultats obtenus dans cette étude mettent en évidence une contamination bactérienne importante des dispositifs médicaux et des surfaces hospitalières au niveau de l'EPH ainsi que des polycliniques multiservices étudiées. La présence simultanée de bactéries à Gram positif et à Gram négatif confirme que les dispositifs médicaux constituent des réservoirs potentiels de microorganismes opportunistes capables de participer à la transmission des infections associées aux soins (IAS). Ces observations concordent avec plusieurs études récentes démontrant que les surfaces fréquemment manipulées et les équipements médicaux représentent des niches favorables à la persistance bactérienne malgré les procédures de nettoyage et de désinfection. Chatterjee et al. (2023) ont notamment montré une charge microbienne significative sur les équipements médicaux portables en milieu hospitalier, soulignant leur rôle dans la dissémination des agents pathogènes (Chatterjee *et al.*, 2023).

La prédominance des bactéries à Gram positif observée dans certains services, particulièrement au niveau de l'EPH, est principalement liée à la forte fréquence des espèces du genre *Staphylococcus*, notamment *Staphylococcus aureus*. Cette prédominance est cohérente avec le fait que les staphylocoques appartiennent à la flore cutanée normale du personnel soignant et des patients, facilitant ainsi leur transfert vers les dispositifs médicaux par contact direct. La présence répétée de *S. aureus*, *S. epidermidis* et *Micrococcus spp.* traduit donc une contamination essentiellement humaine. Des travaux récents soulignent que les microorganismes Gram positifs, en particulier les staphylocoques, demeurent parmi les principaux agents retrouvés sur les surfaces hospitalières et jouent un rôle majeur dans la transmission des infections nosocomiales (Boyce, 2024).

L'identification fréquente de *S. aureus* revêt une importance particulière en raison de son pouvoir pathogène élevé et de sa capacité à survivre longtemps dans l'environnement hospitalier. Cette espèce est responsable d'un large éventail d'infections allant des infections cutanées aux septicémies et aux infections liées aux dispositifs invasifs. La présence de *S. epidermidis* est également préoccupante puisqu'il constitue un agent opportuniste capable de former des biofilms sur les surfaces biomédicales, favorisant ainsi sa persistance et sa résistance aux désinfectants. Les observations réalisées dans cette étude rejoignent celles rapportées par plusieurs auteurs qui considèrent les staphylocoques comme les contaminants les plus fréquemment rencontrés sur les équipements médicaux et les surfaces de soins (Jinadatha *et al.*, 2024).

Par ailleurs, les résultats montrent une prédominance marquée des bactéries à Gram négatif dans les polycliniques N°03 et N°06, dominées principalement par *Pseudomonas aeruginosa* et *Aeromonas hydrophila*. Cette situation est particulièrement préoccupante puisque ces bactéries sont reconnues pour leur forte capacité d'adaptation aux environnements humides, leur aptitude à former des biofilms et leur implication dans les infections associées aux soins. La prédominance de *P. aeruginosa* observée dans notre étude concorde avec plusieurs investigations récentes qui ont identifié cette espèce comme l'un des principaux pathogènes environnementaux des établissements de santé. Couchoud et al. (2023) ont montré que les réseaux d'eau et les équipements hospitaliers constituent des réservoirs persistants de *P. aeruginosa* pouvant favoriser la contamination des patients (Couchoud *et al.*, 2023).

La fréquence élevée d'*Aeromonas hydrophila* observée dans plusieurs prélèvements pourrait être associée à une contamination hydrique des dispositifs médicaux ou des surfaces en contact avec l'eau. Cette hypothèse est renforcée par plusieurs études récentes ayant mis en évidence la présence de bactéries opportunistes aquatiques dans les réseaux hospitaliers et sur les équipements médicaux insuffisamment désinfectés. La persistance de ces microorganismes dans les biofilms hydriques représente un facteur important de risque infectieux, particulièrement dans les services recevant des patients immunodéprimés (Royer *et al.*, 2024).

L'antibiogramme des souches de *S. aureus* révèle une résistance généralisée à l'oxacilline et une résistance fréquente à la céfoxitine, suggérant une forte prévalence de souches SARM (*S. aureus* résistants à la méthicilline). Cette situation est préoccupante car les SARM demeurent parmi les principaux agents responsables des infections nosocomiales dans le monde. La sensibilité intermédiaire observée vis-à-vis de la vancomycine chez plusieurs isolats pourrait refléter l'émergence progressive de phénotypes VISA, phénomène signalé dans plusieurs études récentes. La conservation d'une bonne activité de la gentamicine, de la clindamycine et de la ciprofloxacine constitue néanmoins un résultat encourageant pour la prise en charge thérapeutique de ces infections (Boyce, 2024).

Concernant *Pseudomonas aeruginosa*, les résultats montrent une excellente sensibilité à l'imipénème, à l'amikacine, à la pipéracilline et à la lévofloxacine. Ces observations sont globalement concordantes avec plusieurs études récentes décrivant encore une bonne efficacité des carbapénèmes et des aminosides contre certaines souches environnementales de *P. aeruginosa*. Toutefois, la résistance complète observée à la céfotaxime confirme la

résistance intrinsèque connue de cette espèce vis-à-vis de nombreuses céphalosporines. Malgré cette sensibilité globale favorable, plusieurs travaux récents alertent sur l'émergence croissante de souches multirésistantes de *P. aeruginosa* dans les établissements de santé, notamment en lien avec les biofilms environnementaux et les réseaux d'eau hospitaliers (Cabal *et al.*, 2024).

Les entérobactéries isolées, notamment *Klebsiella oxytoca*, *Proteus spp.* et *Enterobacter cloacae complex*, présentent des profils de résistance variables. La souche de *K. oxytoca* apparaît comme la plus préoccupante en raison de sa multirésistance touchant plusieurs familles d'antibiotiques. Ces résultats rejoignent les données de la littérature montrant que les entérobactéries environnementales constituent aujourd'hui des réservoirs majeurs de gènes de résistance et participent activement à la diffusion de la résistance aux antibiotiques dans les établissements de santé (Boutin *et al.*, 2024).

Cette étude confirme que les dispositifs médicaux et les surfaces hospitalières constituent des réservoirs microbiologiques importants, hébergeant des bactéries opportunistes potentiellement pathogènes et parfois résistantes aux antibiotiques. La prédominance de *S. aureus* et de *P.aeruginosa*, associée à la présence de souches résistantes à plusieurs familles d'antibiotiques, souligne l'importance du renforcement des mesures d'hygiène hospitalière, de la désinfection des dispositifs médicaux, de la surveillance microbiologique régulière ainsi que de l'utilisation raisonnée des antibiotiques afin de limiter la propagation des infections associées aux soins.

/Conclusion

Cette étude a permis d'évaluer la contamination microbiologique des dispositifs médicaux et des surfaces de soins au sein de l'EPH Mohammed Chebouki de Chéria ainsi que des polycliniques multiservices N°03 et N°06. Les résultats obtenus mettent en évidence une présence importante de bactéries potentiellement pathogènes sur différents équipements médicaux, confirmant que ces dispositifs peuvent constituer des réservoirs microbiens susceptibles de participer à la transmission des infections associées aux soins.

L'analyse microbiologique a révélé une diversité bactérienne notable comprenant à la fois des bactéries à Gram positif et à Gram négatif. Parmi les bactéries à Gram positif, le genre *Staphylococcus* s'est révélé prédominant, avec une fréquence élevée de *Staphylococcus aureus*, suivi de *Staphylococcus epidermidis*, *Micrococcus spp.* et *Enterococcus spp.*. Concernant les bactéries à Gram négatif, *Pseudomonas aeruginosa* a constitué l'espèce la plus fréquemment isolée, accompagnée notamment d'*Aeromonas hydrophila*, *Proteus spp.*, *Klebsiella oxytoca*, *Enterobacter cloacae complex*, *Providencia spp.* et *Stenotrophomonas maltophilia*. Cette diversité témoigne d'une contamination à la fois humaine, environnementale et hydrique des dispositifs étudiés.

L'étude de la sensibilité aux antibiotiques a mis en évidence plusieurs profils de résistance préoccupants. Les souches de *Staphylococcus aureus* ont montré une résistance généralisée à l'oxacilline, suggérant une forte prévalence de souches résistantes à la méthicilline (SARM). Par ailleurs, certaines souches ont présenté une diminution de sensibilité à la vancomycine, constituant un signal d'alerte quant à l'émergence éventuelle de phénotypes intermédiaires. Chez les bactéries à Gram négatif, *Pseudomonas aeruginosa* a conservé une bonne sensibilité aux carbapénèmes, aux aminosides et aux fluoroquinolones, tandis que certaines entérobactéries, notamment *Klebsiella oxytoca*, ont présenté des profils de multirésistance impliquant plusieurs familles d'antibiotiques.

Ces résultats soulignent l'importance de renforcer les programmes de prévention et de contrôle des infections associées aux soins. Une application rigoureuse des protocoles de nettoyage, de désinfection et de stérilisation des dispositifs médicaux, associée à une surveillance microbiologique régulière des surfaces et équipements hospitaliers, apparaît indispensable pour limiter la circulation des microorganismes pathogènes. De même, la mise en œuvre d'une politique raisonnée d'utilisation des antibiotiques demeure essentielle afin de réduire la pression de sélection favorisant l'émergence et la diffusion des bactéries résistantes.

En perspective, des investigations complémentaires basées sur des méthodes moléculaires permettraient de confirmer l'identification des souches isolées, de caractériser les mécanismes génétiques de résistance aux antibiotiques et d'évaluer la capacité de formation de biofilms des principaux microorganismes détectés. De telles approches contribueraient à une meilleure compréhension de l'épidémiologie des bactéries circulant dans l'environnement hospitalier et à l'élaboration de stratégies plus efficaces de prévention des infections nosocomial

Références bibliographiques

1. Boutin, S. *et al.* (2024) « Cross-contamination of carbapenem-resistant Gram-negative bacteria between patients and the hospital environment in the first year of a newly built surgical ward », *Journal of Hospital Infection*, 144, p. 118-127. Disponible sur: https://doi.org/10.1016/j.jhin.2023.11.016.
2. Boyce, J.M. (2024) « Hand and environmental hygiene: respective roles for MRSA, multi-resistant gram negatives, Clostridioides difficile, and Candida spp. », *Antimicrobial Resistance & Infection Control*, 13(1), p. 110. Disponible sur: https://doi.org/10.1186/s13756-024-01461-x.
3. Boyce, J.M. *et al.* (1997) « Environmental Contamination Due to Methicillin-Resistant *Staphylococcus aureus:* Possible Infection Control Implications », *Infection Control & Hospital Epidemiology*, 18(9), p. 622-627. Disponible sur: https://doi.org/10.1086/502213.
4. Cabal, A. *et al.* (2024) « Three prolonged outbreaks of metallo-β-lactamase-producing Pseudomonas aeruginosa in an Upper Austrian hospital, 2017–2023 », *Microbiology Spectrum*, 12(10), p. e00740-24. Disponible sur: https://doi.org/10.1128/spectrum.00740-24.
5. Chatterjee, P. *et al.* (2023) « Assessment of microbial bioburden on portable medical equipment in a hospital setting », *Sage Open Medicine*, 11, p. 20503121231162290. Disponible sur: https://doi.org/10.1177/20503121231162290.
6. Ciofu, O. *et al.* (2017) « Antibiotic treatment of biofilm infections », *APMIS*, 125(4), p. 304-319. Disponible sur: https://doi.org/10.1111/apm.12673.
7. Couchoud, C. *et al.* (2023) « Genome-based typing reveals rare events of patient contamination with Pseudomonas aeruginosa from other patients and sink traps in a medical intensive care unit », *Journal of Hospital Infection*, 134, p. 63-70. Disponible sur: https://doi.org/10.1016/j.jhin.2023.01.010.
8. Dadi, N.C.T. *et al.* (2021) « Impact of Healthcare-Associated Infections Connected to Medical Devices-An Update », *Microorganisms*, 9(11), p. 2332. Disponible sur: https://doi.org/10.3390/microorganisms9112332.
9. Dancer, S.J. (2011) « Hospital cleaning in the 21st century », *European Journal of Clinical Microbiology & Infectious Diseases*, 30(12), p. 1473-1481. Disponible sur: https://doi.org/10.1007/s10096-011-1250-x.
10. *Dispositifs Médicaux: Comment Résoudre l'inadéquation?* (2012). 2012. Disponible sur: https://www.who.int/fr/publications/i/item/medical-devices-managing-the-mismatch (Consulté le: 25 février 2026).
11. Fraser, A.G. *et al.* (2020) « Implementing the new European Regulations on medical devices-clinical responsibilities for evidence-based practice: a report from the

Regulatory Affairs Committee of the European Society of Cardiology », *European Heart Journal*, 41(27), p. 2589-2596. Disponible sur: https://doi.org/10.1093/eurheartj/ehaa382.

12. Gebreyohannes, G. *et al.* (2019) « Challenges of intervention, treatment, and antibiotic resistance of biofilm-forming microorganisms », *Heliyon*, 5(8). Disponible sur: https://doi.org/10.1016/j.heliyon.2019.e02192.
13. Gholipour, S. *et al.* (2024) « Occurrence of chlorine-resistant Pseudomonas aeruginosa in hospital water systems: threat of waterborne infections for patients », *Antimicrobial Resistance & Infection Control*, 13(1), p. 111. Disponible sur: https://doi.org/10.1186/s13756-024-01468-4.
14. Han H., et al. . (2021). Epidemiology of cardiac implantable electronic device infections: Incidence and risk factors. Europace, 23(iv), iv3–iv12. https://doi.org/10.1093/europace/euab178.
15. Jin, J. (2014) « JAMA patient page. FDA authorization of medical devices », *JAMA*, 311(4), p. 435. Disponible sur: https://doi.org/10.1001/jama.2013.286274.
16. Jinadatha, C. *et al.* (2024) « Understanding the significance of microbiota recovered from health care surfaces », *American Journal of Infection Control*, 52(2), p. 220-224. Disponible sur: https://doi.org/10.1016/j.ajic.2023.11.006.
17. Karakoyun, T. *et al.* (2021) « Digital Medical Device Companion (MyIUS) for New Users of Intrauterine Systems: App Development Study », *JMIR medical informatics*, 9(7), p. e24633. Disponible sur: https://doi.org/10.2196/24633.
18. Krause, E.L. *et al.* (2023) « Support of adult urinary incontinence products: recommendations to assure safety and regulatory compliance through application of a risk assessment framework », *Frontiers in Reproductive Health*, 5, p. 1175627. Disponible sur: https://doi.org/10.3389/frph.2023.1175627.
19. Murray, C.J.L. *et al.* (2022) « Global burden of bacterial antimicrobial resistance in 2019: a systematic analysis », *The Lancet*, 399(10325), p. 629-655. Disponible sur: https://doi.org/10.1016/S0140-6736(21)02724-0.
20. Naghavi, M. *et al.* (2024) « Global burden of bacterial antimicrobial resistance 1990–2021: a systematic analysis with forecasts to 2050 », *The Lancet*, 404(10459), p. 1199-1226. Disponible sur: https://doi.org/10.1016/S0140-6736(24)01867-1.
21. Pakdel, M., Olsen, A. et Bar, E.M.S. (2023) « A Review of Food Contaminants and Their Pathways Within Food Processing Facilities Using Open Food Processing Equipment », *Journal of Food Protection*, 86(12), p. 100184. Disponible sur: https://doi.org/10.1016/j.jfp.2023.100184.

22. Peter, L. *et al.* (2020) « Medical Devices: Regulation, Risk Classification, and Open Innovation », *Journal of Open Innovation: Technology, Market, and Complexity*, 6(2). Disponible sur: https://doi.org/10.3390/joitmc6020042.
23. *Processus d'acquisition: guide pratique* (2011). Disponible sur: https://www.who.int/fr/publications/i/item/9789241501378 (Consulté le: 25 février 2026).
24. Royer, G. *et al.* (2024) « Residual risk of *Pseudomonas aeruginosa* waterborne contamination in an intensive care unit despite the presence of filters at all water points-of-use », *Journal of Hospital Infection*, 149, p. 155-164. Disponible sur: https://doi.org/10.1016/j.jhin.2024.04.012.
25. Rutala, W.A., Boyce, J.M. et Weber, D.J. (2023) « Disinfection, sterilization and antisepsis: An overview », *American Journal of Infection Control*, 51(11), p. A3-A12. Disponible sur: https://doi.org/10.1016/j.ajic.2023.01.001.
26. *World Health Organization (WHO) Global report on infection prevention and control 2024* (2024). Disponible sur: https://www.who.int/publications/i/item/9789240103986 (Consulté le: 31 mai 2026).

/Annexes

Annexe01 : Appareils, instruments et consommables, verreries, réactifs et colorants utilisés.

Appareillage	**Instruments et consommables**	**Verreries**	**Réactifs et colorants**
Stérilisateur Etuve bactériologique Balance Plaque chauffante Autoclave Microscope optique Réfrigérateur Bec Bunsen Vortex	Micropipette Tubes Eppendorf Papier aluminium Bocaux en verre Glacière Barreaux magnétiques Portoirs métalliques Portoirs en bois Ecouvillons Anse de platine Embouts Pince Spatules Lames Boites de Pétri Marqueur permanent	Tubes à essai Pipettes pasteur Flacons Béchers	Violet de Gentiane Lugol Fuchsine Ethanol Réactif TDA Réactifs VP 1 et VP 2 Réactifs NIT 1 et NIT 2 Réactif de Kovacs Rouge de méthyle Bleu de méthyle

Annexe02 : Tableau de lecture de la galerie API10S

TABLEAU DE LECTURE

TESTS	COMPOSANTS ACTIFS	QTE (mg/cup.)	REACTIONS/ENZYMES	RESULTATS	
				NEGATIF	POSITIF
ONPG	2-nitrophényl-ßD-galactopyranoside	0,223	ß-galactosidase (Ortho-NitroPhényl-ßD-Galactopyranosidase)	incolore	jaune (1)
GLU	D-glucose	1,9	fermentation / oxydation (GLUcose) (3)	bleu / bleu-vert	jaune / jaune-gris
ARA	L-arabinose	1,9	fermentation / oxydation (ARAbinose) (3)	bleu / bleu-vert	jaune
LDC	L-lysine	1,9	Lysine DéCarboxylase	jaune	rouge / orangé
ODC	L-ornithine	1,9	Ornithine DéCarboxylase	jaune	rouge / orangé
CIT	trisodium citrate	0,756	utilisation du CITrate	vert pâle / jaune	bleu-vert / bleu (2)
H_2S	sodium thiosulfate	0,075	production d'H_2S	incolore / grisâtre	dépot noir / fin liseré
URE	urée	0,76	UREase	jaune	rouge / orangé
TDA	L-tryptophane	0,38	Tryptophane DésAminase	TDA / immédiat	
				jaune	marron-rougeâtre
IND	L-tryptophane	0,19	production d'INDole	JAMES / immédiat	
				incolore / vert pâle / jaune	rose
OX	(voir notice du test oxydase)	-	cytochrome-OXydase	(voir notice du test oxydase)	
NO_2	(tube GLU)	-	production de NO_2	NIT 1 + NIT 2 / 2-5 min	
				jaune	rouge

(1) Une très légère couleur jaune est également positive.
(2) Lecture dans le cupule (zone aérobie).
(3) La fermentation commence dans la partie inférieure des tubes, l'oxydation commence dans la cupule.

Annexe03 : Tableau de lecture de la galerie API Staph.

TABLEAU DE LECTURE

TESTS	COMPOSANTS ACTIFS	QTE (mg/cup.)	REACTIONS / ENZYMES	RESULTAT	
				NEGATIF	POSITIF
0	Aucun		Témoin négatif	rouge	—
GLU	D-glucose	1,56	(Témoin positif) (D-GLUcose)	rouge *	jaune
FRU	D-fructose	1,4	acidification (D-FRUctose)		
MNE	D-mannose	1,4	acidification (D-ManNosE)		
MAL	D-maltose	1,4	acidification (MALtose)		
LAC	D-lactose (origine bovine)	1,4	acidification (LACtose)		
TRE	D-tréhalose	1,32	acidification (D-TREhalose)		
MAN	D-mannitol	1,36	acidification (D-MANnitol)		
XLT	xylitol	1,4	acidification (XyLiTol)		
MEL	D-mélibiose	1,32	acidification (D-MELibiose)		
				NIT 1 + NIT 2 / 10 min	
NIT	nitrate de potassium	0,08	Réduction des NITrates en nitrites	incolore-rose pâle	rouge
				ZYM A + ZYM B / 10 min	
PAL	ß-naphtyl phosphate	0,0244	Phosphatase ALcaline	incolore, beige-rosé, violet très pâle	Violet
				VP 1 + VP 2 / 10 min	
VP	sodium pyruvate	1,904	production d'acétyl méthyl-carbinol (Voges Proskauer)	incolore-rose pâle	violet-rose
RAF	D-raffinose	1,56	acidification (RAFfinose)	rouge	jaune
XYL	D-xylose	1,4	acidification (XYLose)		
SAC	D-saccharose	1,32	acidification (SACcharose)		
MDG	méthyl-αD-glucopyranoside	1,28	acidification (Méthyl-αD-Glucopyranoside)		
NAG	N-acétyl-glucosamine	1,28	acidification (N-Acétyl-Glucosamine)		
ADH	L-arginine	1,904	Arginine DiHydrolase	jaune	orange-rouge
URE	urée	0,76	UREase	jaune	rouge-violet

Les tests d'acidification doivent être lus comparativement aux témoins négatif (0) et positif (GLU).

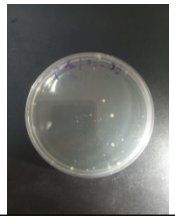
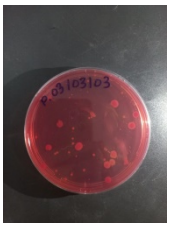
* Les tests MNE et XLT peuvent être oranges, lorsqu'ils sont entourés ou précédés de tests positifs. On doit alors les considérer comme négatifs.

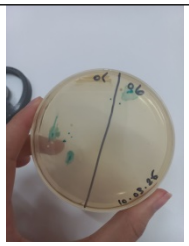
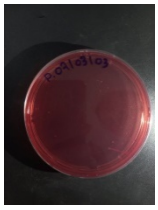
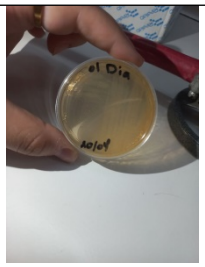
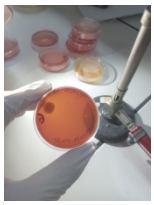
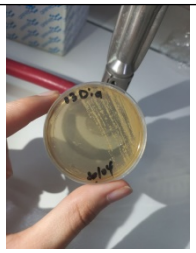
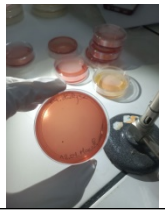
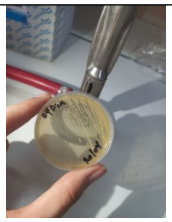
- Les quantités indiquées peuvent être ajustées en fonction des titres des matières premières.
- Certaines cupules contiennent des composants d'origine animale, notamment des peptones.

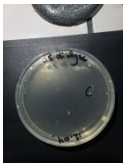
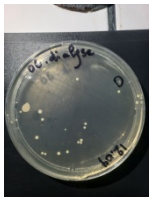
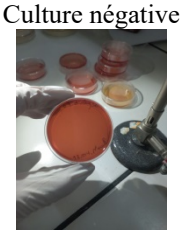
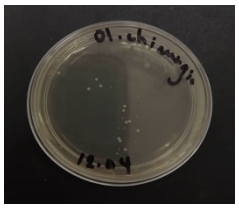
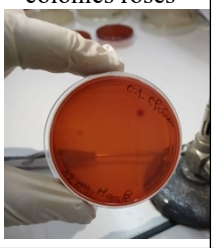
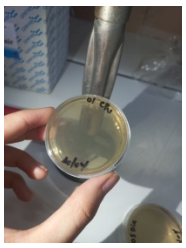
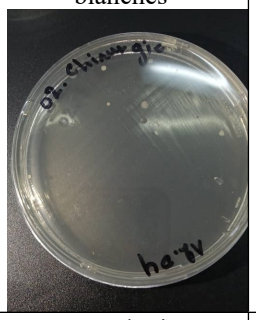
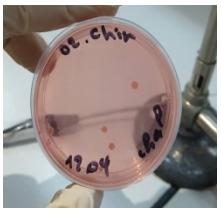
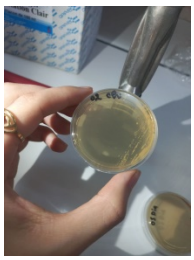
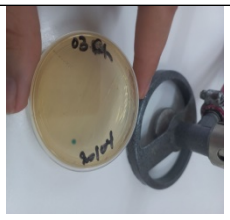
Annexe04 : Les disques d'antibiotiques utilisés.

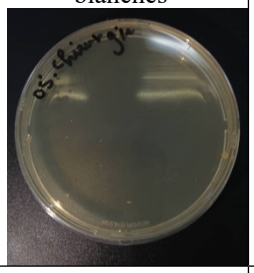
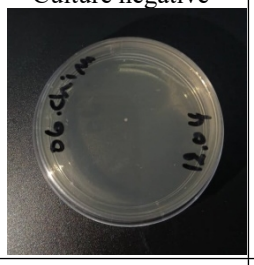
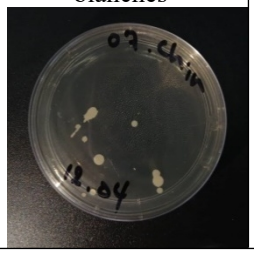
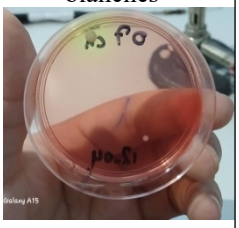
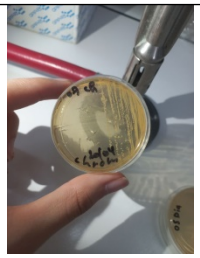
Staphylococcus	**Pseudomonas**	Enterobacteries	*Enterococcus*	Citrobacter	*Aeromonas*
Vancomycine (Va 30)	Pipracilline (PRL30)	Ceftazidime (CAZ30)	Amoxicilline (AMC30)	Ticarcilline (TTC85)	Amikacine (AK30)
Fusidic acid10 (FA10)	Ceftazidime (CAZ30)	Kanamycine (K30)	Ampicilline (AM10)	Cefotaxime (CTX30)	Cefoxitine (FOX30)
Gentamicine (CN10)	Imipénème (IMP10)	Cefoxitine (FOX30)	Gentamicine (CN10)	Cefoxitine (FOX30)	Imipénème (IMP10)
Oxacilline (OX1)	Amikacine (AK30)	Tetracycline (TE30)	Vancomycine (Va 30)	Imipénème (IMP10)	Vancomycine (Va 30)
Erythromycine (E15)	Ciprofloxacine (CiP5)	Imipénème (IMP10)	Clindamycine (DA2)	Levofloxacine (LEV5)	Ampicilline (AM10)
Clindamycine (DA2)	Ticarcilline (TTC85)	Levofloxacine (LEV5)	Oxacilline (OX1)	Ciprofloxacine (CiP5)	Ofloxitine (OFX5)
Cefoxitine (FOX30)	Sterptomycine 300 (S300)	Amikacine (AK30)	Nitrofurantoine (F100)	Amikacine (AK30)	Norfloxacine (NOR10)
Ciprofloxacine (CiP5)	Levofloxacine (LEV5)	Chloramphenicole (C30)		Ceftazidime (CAZ30)	Céfuroxime (CXM30)
Tetracycline (TE30)	Cefotaxime (CTX30)	Ciprofloxacine (CiP5)			Triméthoprime-Sulfaméthoxazole (SXT25)

Annexe 05 : : Aspect des colonie observées dans les prélèvements de l'hôpital

Milieu / Prélèvement	GN	MACC	CHAP	CHROM CONDIDA	CHROM ORIENTATION (Purification)
01 P	Des colonies blanches 	Des colonies roses 	Viraged de couleur du milieu au jaune+colonies roses 	Culture négative	
02 P	Des colonies blanches 	Culture négative		Culture négative	
03 P	Des colonies blanches 	Des colonies roses 		Culture positive 	
04 P	Des colonies blanches 	Culture négative		Culture négative	
05 P	Des colonies blanches 	Culture négative		Culture négative	

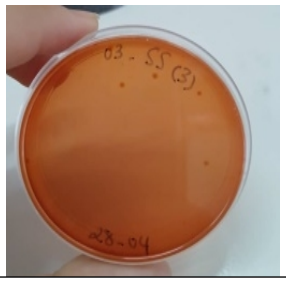
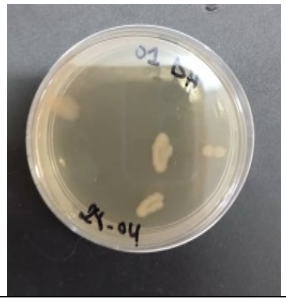
06 P	Des colonies blanches (grandes et petites) 	Culture négatives		Culture négative	
07 P	Des colonies blanches 	Des colonies roses 		Culture négative	
01 DI	Des colonies blanches 	Des colonies incolores 	Culture négative 	Culture négative 	
02 DI	Culture négative 	Colonie rose 	Culture négative 	Culture négative 	
03 DI	Des colonies blanches 	Des colonies transparentes 	Des colonies blanches 	Culture négative 	
04 DI	Des colonies blanches 	Quelques colonies roses 	Culture négative 	Culture négative 	

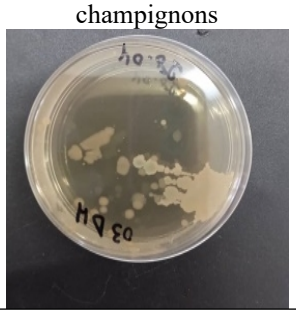
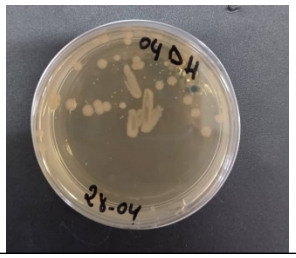
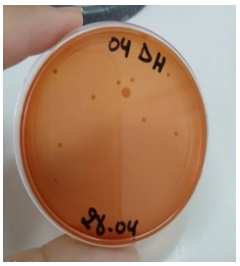
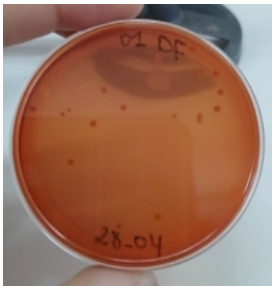
05 DI	Des colonies blanches 	Des colonies mauves 	Des colonies jaunes 	Culture négative 	
06 DI	Des colonies blanches 	Culture négative 	Virage de couleur du milieu au jaune+ colonies jaunes 	Culture négative 	
07 DI	Des colonies blanches 	Culture négative 	Culture négative 	Culture négative 	
01 CH	Nombreux colonies blanches 	Quelques colonies roses 	Culture négative 	Culture négative 	
02 CH	Quelques colonies blanches 	Culture négative	Nombreux colonies blanches 	Culture négative 	
03 CH	Des colonies blanches 	Culture négative 	Culture négative 	Culture négative 	
04 CH	Nombreux colonies blanches	Culture négative	Culture négative	Culture négative	

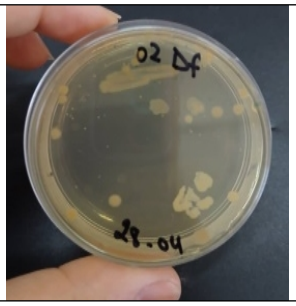
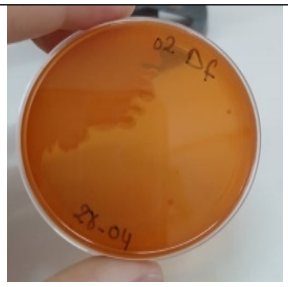
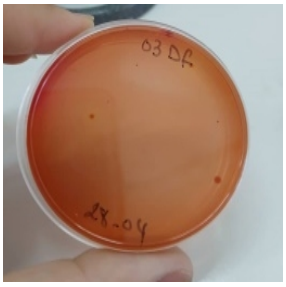
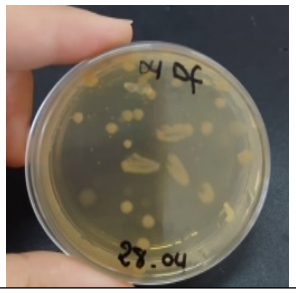
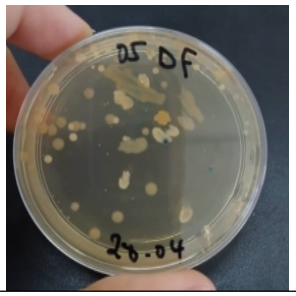
					
05 CH	Des colonies blanches 	Quelques colonies roses 	Culture négative	Culture négative	
06 CH	Culture négative 	Culture négative 	Culture négative 	Culture négative 	
07 CH	Nombreux colonies blanches 	Culture négative	Quelques colonies blanches 	Culture négative	

Annexe N °06 : Aspect des colonies observées dans les prélèvements de polyclinique multiservices n°03

	Chromagar orientation	MACC	CHAP	CHROM CONDIDA
01 SS3	Des colonies blanches +des colonies incolores	Des colonies roses	Quelques colonies incolores	Culture négative

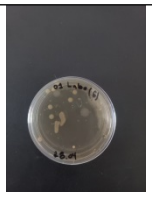
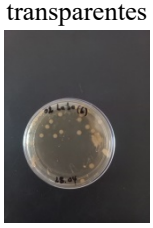
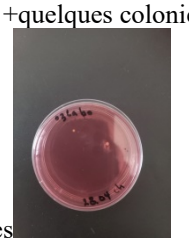
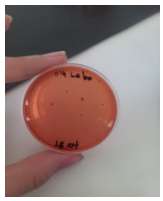
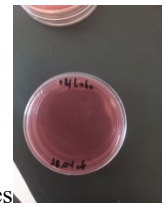
				
02 SS3	Des colonies incolores	Des colonies incolores 	Culture négative	Culture négative
03 SS3	Des grandes colonies incolores + des petites colonies incolores	Des colonies incolores 	Culture négative	Culture négative
04 SS3	Des colonies incolores	Des colonies incolores 	Culture négative	Culture négative
05 SS3	Des colonies blanches +des colonies incolores	Des colonies incolores 	Culture négative	Culture négative
01 DH	Des colonies incolores 	Culture négative	Culture négative	Culture négative
02 DH	Des colonies bleu-vert +des colonies incolores	Culture négative	Culture négative	Culture négative

				
03 DH	Des colonies incolores +un champignons 	Culture négative	Culture négative	Culture négative
04 DH	Des colonies incolores 	Des colonies incolores 	Culture négative	Culture négative
05 DH	Des colonies incolores 	Culture négative	Culture négative	Culture négative
01 DF	Des colonies incolores 	Des colonies incolores 	Culture négative	Culture négative
02 DF	Des colonies blanches +des colonies incolores	Des colonies incolores	Culture négative	Culture négative

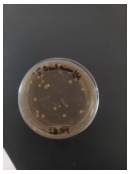
				
03 DF	Des colonies bleus +des colonies incolores 	Des colonies incolores 	Des colonies blanches	Culture négative
04 DF	Des colonies blanches + des colonies incolores 	Culture négative	Culture négative	Culture négative
05 DF	des colonies incolores 	des colonies incolores	Culture négative	Culture négative

Annexe N °07 : Aspect des colonies observées dans les prélèvements de polyclinique multiservices n°06

	Chromagar orientation	MACC	CHAP	CHROM CONDIDA
01 LAB	Des colonies transparentes	Culture négative	Culture négative	Culture négative

				
02 LAB	Des colonies transparentes 	Culture négative 	Culture négative	Culture négative
03 LAB	Des colonies transparentes+ des colonies blanches 	Culture négative	Virage de couleur du milieu au jaune +quelques colonies  jaunes	Culture négative
04 LAB	Des colonies transparentes+ des coloniesbleu 	Des colonies roses 	Quelques colonies  transparentes	Culture négative
05 LAB	Des colonies transparentes 	Culture négative	Culture négative	Culture négative
01 SS6	Des colonies transparente+ colonies blanches+ colonies bleu	Culture négative	Culture négative	Culture négative

				
02 SS6	Des colonies transparentes 	Culture négative	Culture négative	Culture négative
03 SS6	Des colonies blanches 	Des colonies mauves 	Des colonies transparentes 	Culture négative
04 SS6	Des colonies transparentes 	Des colonies roses 	Culture négative	Culture négative
05 SS6	Des colonies transparentes+ colonies blanches 	Des colonies roses 	Culture négative	Culture négative
01 DEN	Des colonies transparentes+ colonies bleu 	Culture négative	Culture négative	Culture négative
02 DEN	Des colonies	Des colonies roses	Virage de couleur du milieu au jaune +colonies jaune	Culture négative

	transparentes+ colonies blanches 			
03 DEN	Des colonies transparentes+ colonies blanches +colonies bleu 	Culture négative	Quelques colonies transparentes 	Culture négative
04 DEN	Culture négative 	Culture négative	Culture négative	Culture négative
05 DEN	Des colonies transparentes +colonies blanches 	Des colonies roses 	Quelques colonies transparentes 	Culture négative

Annexe N °08 : Résultats de l'examen microscopique des colonies obtenues à partir des prélèvements du l'hôpital

Les prélèvements	Etat frais	Coloration de Gram
01 P	Cocci immobiles	Cocci Gram +
02 P	Cocci immobiles	Cocci Gram +
03 P	Bacilles mobiles	Bacilles Gram -
04 P	Cocci mobiles	Cocci Gram +
05 P	Bacilles mobiles	Bacilles Gram -
06 P	Cocci mobiles	Cocci Gram +
07 P	Bacilles immobiles	Bacilles Gram -
01 DI	Bacilles immobiles	Bacilles Gram -
02 DI	Culture négative	Culture négative
03 DI	Cocci	Cocci Gram +
04 DI	Cocci	Cocci Gram +
05 DI	Cocci	Cocci Gram +
06 DI	Cocci	Cocci Gram +
07 DI	Cocci	Cocci Gram+
01 CH	Bacciles immobiles	Bacilles Gram -
02 CH	Cocci	Cocci Gram +
03 CH	Bacilles immobiles	Bacilles Gram -
04 CH	Cocci	Cocci Gram +
05 CH	Bacilles immobiles	Bacilles Gram -
06 CH	Culture négative	Culture négative
07 CH	Cocci	Cocci Gram +

Annexe N°09 : Résultats de l'examen microscopique des colonies obtenues à partir des prélèvements du polyclinique multiservices n°03

Les prélèvements	Coloration de Gram
01 SS3	Colonies blanches : Cocci Gram +
	Colonies incolores :bacilles Gram -
02 SS3	Bacilles Gram -
03 SS3	Grandes colonies incolores : bacilles Gram -
	Petites colonies incolores : cocci Gram +
04 SS3	Coccobacilles Gram -
05 SS3	Colonies blanches : cocci Gram +
	Colonies incolores : coccobacilles Gram -
01 DH	Bacilles Gram -
02 DH	Colonies incolores : bacilles Gram -
	Colonies bleu vert : bacilles Gram -
03 DH	Bacilles Gram -
04 DH	Bacilles Gram -
05 DH	Bacilles Gram -
01 DF	Bacilles Gram -
02 DF	Colonies blanches : cocci Gram +
	Colonies incolores : bacilles Gram -
03 DF	Colonies bleus : bacilles Gram -
	Colonies incolores : cocci Gram +
04 DF	Colonies blanches : cocci Gram +
	Colonies incolores : bacilles Gram -
05 DF	Bacilles Gram -

Annexe N ° 10 : Résultats de l'examen microscopique des colonies obtenues à partir des prélèvements du polyclinique multiservices n°06

Les prélèvements	Coloration de Gram
01 LAB	Bacilles Gram -
02 LAB	Cocci Gram +
03 LAB	Bacilles Gram -
04 LAB	Colonies incolores : bacilles Gram -
	Colonies bleus :bacilles Gram -
05 LAB	Bacilles Gram -
01 SS6	Colonies incolores : bacilles Gram -
	Colonies blanches :cocci Gram +
	Colonies bleus : bacilles Gram -
02 SS6	Bacilles Gram -
03 SS6	Cocci Gram +
04 SS6	Bacilles Gram -
05 SS6	Colonies blanches : cocci Gram +
	Colonies incolores :bacilles Gram -
01 DEN	Colonies incolores :bacilles Gram -
	Colonies bleus : coccobacilles Gram -
02 DEN	Colonies incolores : bacilles Gram -
	Colonies blanches :cocci Gram +
03 DEN	Colonies incolores :bacilles Gram -
	Colonies blanches :cocci Gram +
	Colonies bleus : cocci Gram +
04 DEN	Culture négative
05 DEN	Colonies blanches : cocci Gram +
	Colonies incolores : bacilles Gram -

Annexe N°11 : Résultats des tests (Catalase et Coagulase) des colonies obtenues à partir des prélèvements du l' hôpital

Les prélèvements	Test Catalase	Test Coagulase
01 P	positif	positif
02 P	positif	positif
04 P	positif	positif
06 P	positif	/
03 DI	positif	négatif
04 DI	positif	Négatif
05 DI	positif	positif
06 DI	positif	positif
07 DI	positif	Négatif
02 CH	positif	négatif
04 CH	positif	Négatif
07 CH	positif	positif

Annexe N°12 : Résultats des tests (Catalase et Coagulase) des colonies obtenues à partir des prélèvements du Polyclinique multiservices n°03.

Les prélèvements	Test Catalase	Test Coagulase
01 SS3	positif	positif
03 SS3	négatif	/
05 SS3	positif	négatif
02 DF	positif	négatif
03 DF	positif	négatif
04 DF	positif	négatif

Annexe N°13 : Résultats des tests (Catalase et Coagulase) des colonies obtenues à partir des prélèvements du Polyclinique multiservices n°06

Les prélèvements	Test Catalase	Test Coagulase
02 LAB	positif	Négatif
01 SS6	positif	négatif
03 SS6	positif	négatif
05 SS6	positif	positif
02 DEN	positif	positif
03 DEN	Colonies blanches : positif	Colonies blanches :négatif
	Colonies bleus : négatif	/
05 DEN	positif	positif

Annexe N°14 : Résultats des tests (Catalase et Oxydase) des colonies obtenues à partir des prélèvements du l' hôpital.

Les prélèvements	Test Catalase	Test Oxydase
03 P	positif	/
05 P	positif	/
07 P	positif	/
01 DI	positif	positif
01 CH	positif	positif
03 CH	positif	positif
05 CH	positif	positif

Annexe N°15 : Résultats des tests (Catalase et Oxydase) des colonies obtenues à partir des prélèvements du Polyclinique multiservices n°03.

Les prélèvements	Test Catalase	Test Oxydase
01 SS3	positif	positif
02 SS3	positif	positif
03 SS3	positif	Négatif
04 SS3	positif	positif
05 SS3	positif	positif
01 DF	positif	positif
02 DF	positif	positif
03 DF	positif	positif
04 DF	positif	positif
05 DF	positif	négatif
01 DH	positif	positif
02 DH	Colonies incolores : positif	négatif
	Colonies bleu-vert : positif	négatif
03 DH	positif	positif
04 DH	positif	positif
05 DH	positif	positif

Annexe N°16 : Résultats des tests (Catalase et Oxydase) des colonies obtenues à partir des prélèvements du Polyclinique multiservices n°06.

Les prélèvements	Test Catalase	Test Oxydase
01 LAB	positif	positif
03 LAB	positif	positif
04 LAB	Colonies incolores : positif	positif
	Colonies bleus : positif	Négatif
05 LAB	positif	positif
01 SS6	Colonies incolores : positif	positif
	Colonies bleus : positif	positif
02 SS6	positif	positif
04 SS6	positif	positif
05 SS6	positif	positif
01 DEN	Colonies incolores : positif	positif
	Colonies bleus : positif	négatif
02 DEN	positif	positif
03 DEN	positif	positif
05 DEN	positif	positif

Annexe N°17 : Résultats de la galerie API 10 S.

<table>
<tr><th>Les prélèvements</th><th>API 10 S</th></tr>
<tr><td>03 P(chromagar orientation)</td><td rowspan="3"></td></tr>
<tr><td>05 P(chromagar orientation)</td></tr>
<tr><td>07 P(chromagar orientation)</td></tr>
<tr><td>03 CH(chromagar orientation)</td><td></td></tr>
<tr><td>05 CH(chromagar orientation)</td><td></td></tr>
</table>

01 DI(chromagar orientation)	
01 SS6(chromagar orientation)	
01 DEN(chromagar orientation)	

Annexe N°18 : Les diamètres critiques d'antibiotiques

Code	Charge du disque	Sensible(S)	Intermédiaire(I)	Résistant(R)
AMC	20/10µg	≥18	14-17	≤13
AM	10µg	≥17	14-16	≤13
CN	10µg	≥15	13-14	≤12
CIP	5µg	≥31	21-30	≤20
LEV	5µg	≥30	18-29	≤17
F	300µg	≥17	15-16	≤14
OX	1µg	≥13	/	≤12

DA	2μg	≥21	16-20	≤15
CN	10μg	≥15	13-14	≤12
CIP	5μg	≥21	16-20	≤15
LEV	5μg	≥19	16-18	≤15
VA	30μg	≥17	16-16	≤14
TE	30μg	≥15	12-14	≤11
K	30μg	≥18	14-17	≤13
C	30μg	≥18	13-17	≤12
IMP	10μg	≥23	20-22	≤19
CTX	30μg	≥26	23-25	≤22
AK	30μg	≥17	15-16	≤14
CAZ	30μg	≥21	18-20	≤17
FOX	30μg	≥22	/	≤21
OX	1μg	≥13	/	≤12
FA	10μg	≥24	/	≤23
E	15μg	≥23	14-22	≤13