



République Algérienne Démocratique et Populaire

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

Université Aboubekr BELKAÏD Tlemcen

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, des Sciences de la Terre et de l'Univers

Département de Biologie

Laboratoire :

Antibiotiques Antifongiques : physico-chimie, synthèse et activité biologique

Mémoire

Présenté par

M^{lle} BENALI NESRINE NIHEL

En vue de l'obtention du

Diplôme de Master

Domaine : Sciences de la Nature et de la Vie

Filière : Sciences Biologiques

Spécialité : Biochimie

Thème :

Contribution à l'étude de la flore bactérienne au sein du service de chirurgie A du Centre Hospitalo-Universitaire de Tlemcen.

Soutenu le 09/07/2025 devant le jury
composé de :

Pr. Boucherit-Otmani Zahia	Présidente	Université de Tlemcen
Dr. Seghir Abdelfettah	Encadrant	Université de Tlemcen
Dr. Kazi Tani-Baba Ahmed Zahira Zakia	Examinatrice	Université de Tlemcen
Dr. Hassaine-Lahfa Imane	Examinatrice	Université de Tlemcen

Année universitaire 2024/2025

ملخص

يندرج هذا العمل في إطار مكافحة العدوى المرتبطة بالرعاية الصحية. أجريت الدراسة على مستوى مصلحة الجراحة "أ" بالمركز الاستشفائي الجامعي لتلمسان، وهدفت أساسًا إلى البحث عن البكتيريا المعزولة والموجودة على القساطير الوريدية وكذلك على الأسطح في البيئة الاستشفائية، ثم تقييم مقاومتها للمضادات الحيوية.

أظهرت النتائج أنه من بين 36 عينة تم جمعها (6 من القساطير و30 من البيئة الاستشفائية)، خلال شهر مارس 2025، كانت 53% من العينات إيجابية، منها 17% من القساطير و36% من البيئة. كانت القساطير غالبًا مستعمرة ببكتيريا موجبة الجرام (7 عزلات)، مع سيطرة لبكتيريا *Bacillus spp.*

تم عزل ثلاثين سلالة من البيئة القريبة من المرضى (15 ببكتيريا موجبة الجرام و15 سالبة الجرام). وقد لوحظت سيطرة *Staphylococcus hominis* (عدد = 5) بين البكتيريا موجبة الجرام، و *Pseudomonas stutzeri* (عدد = 10) بين البكتيريا سالبة الجرام.

أبرزت نتائج اختبارات الحساسية للمضادات الحيوية مقاومة ملحوظة للبيتا-لاكتامينات، في حين أظهرت الأمينو غليكوزيدات (الجنتاميسين، التوبراميسين) والسبروفلوكساسين فعالية جزئية.

من جهة أخرى، أبدت سلالات *Staphylococcus haemolyticus* و *Aerococcus viridans* المعزولة من القساطير مقاومةً لجميع المضادات الحيوية المختبرة.

أخيرًا، كشفت الدراسة عن تنوع في خصائص المقاومة بين السلالات المعزولة من القسطرة وتلك المأخوذة من بيئة المستشفى، حتى داخل نفس النوع.

الكلمات الرئيسية: الالتهابات المرتبطة بالرعاية الصحية - القسطرة الوريدية - بيئة المستشفى - البكتيريا موجبة الجرام / سالبة الجرام - اختبار الحساسية للمضادات الحيوية.

Résumé

Ce travail s'inscrit dans le cadre de la lutte contre les infections associées aux soins. L'étude a été menée au niveau du service de chirurgie « A » du Centre Hospitalo-Universitaire de Tlemcen et visait principalement à rechercher, isoler et identifier les bactéries présentes sur les cathéters veineux ainsi que sur les surfaces de l'environnement hospitalier puis évaluer leur profil de résistance aux antibiotiques.

Les résultats ont montré que, sur les 36 prélèvements réalisés (6 sur les cathéters et 30 sur l'environnement hospitalier), au mois de mars 2025, 53 % des prélèvements étaient positifs, dont 17 % provenaient des cathéters et 36 % à partir de l'environnement. Les cathéters étaient majoritairement colonisés par des bactéries à Gram positif (7 souches) avec une prédominance de *Bacillus spp.*

Trente souches sont isolées de l'environnement proche des patients (15 bactéries Gram positives et 15 bactéries Gram négatives). Une dominance de *Staphylococcus hominis* (n=5) et de *Pseudomonas stutzeri* (n=10) a été enregistrée pour les bactéries Gram positives et bactéries Gram négatives respectivement

Les résultats de l'antibiogramme ont mis en évidence une résistance marquée aux bêta-lactamines, tandis que les aminosides (gentamicine, tobramycine) et la ciprofloxacine ont montré une efficacité partielle.

Par ailleurs, *Staphylococcus haemolyticus* et *Aerococcus viridans*, isolées à partir des cathéters, ont présenté une résistance à l'ensemble des antibiotiques testés.

Enfin, l'étude met en évidence une diversité des profils de résistance entre les souches isolées des cathéters et celles provenant de l'environnement hospitalier, y compris au sein d'une même espèce.

Mots clés : Infections associées aux soins - Cathéters veineux – Environnement hospitalier - Bactéries Gram positives / Gram négatives – Antibiogramme.

Abstract:

This work is part of the fight against healthcare-associated infections. The study was conducted in the “A” surgery department of the University Hospital Center of Tlemcen and primarily aimed to detect, isolate, and identify bacteria present on venous catheters as well as on hospital environment surfaces, and then assess their antibiotic resistance profiles.

The results showed that out of 36 samples collected (6 from catheters and 30 from the hospital environment) in March 2025, 53% were positive — 17% from catheters and 36% from the environment. The catheters were predominantly colonized by Gram-positive bacteria (7 isolates), with a predominance of *Bacillus spp.*

Thirty isolates were recovered from the patient environment (15 Gram-positive and 15 Gram-negative bacteria). There was a predominance of *Staphylococcus hominis* (n = 5) among Gram-positive bacteria and *Pseudomonas stutzeri* (n = 10) among Gram-negative bacteria.

Antibiotic susceptibility testing revealed marked resistance to beta-lactams, while aminoglycosides (gentamicin, tobramycin) and ciprofloxacin showed partial effectiveness.

Moreover, *Staphylococcus haemolyticus* and *Aerococcus viridans*, isolated from catheters, were resistant to all tested antibiotics.

Finally, the study reveals a diversity of resistance profiles between strains isolated from catheters and those from the hospital environment, even within the same species.

Key words: healthcare-associated infections - venous catheters - hospital environment - Gram-positive / Gram-negative bacteria - antibiotic susceptibility testing.

Dédicaces

Du fond de mon cœur, je dédie ce travail à tous ceux qui me sont chers :

À ma mère, pour son amour inconditionnel, ses prières silencieuses et ses innombrables sacrifices. Que ce travail soit le reflet de toute ma gratitude et un modeste témoignage de l'immense tendresse que je te porte. Que Dieu, le Tout-Puissant, t'accorde Son paradis éternel.

À mon père, pour sa force, ses encouragements et ses sacrifices discrets qui ont rendu ce parcours possible. Que ce travail soit le reflet de ma profonde gratitude.

À mon frère Imad Eddine, mon allié, mon confident, celui qui a su me faire sourire même dans les moments de doute, partenaire de bêtises et des bons moments. Merci pour ta présence, ton humour, ton soutien discret mais si précieux.

À ma grand-mère Halima, je garderai toujours dans mon cœur l'amour qu'elle m'a donné.

À mon cher grand-père, pour sa sagesse, ses prières silencieuses et son amour discret qui m'ont tant portée. Que ce travail soit un humble hommage à tout ce qu'il représente pour moi, ainsi qu'au profond respect et à l'immense tendresse que je lui voue. Que Dieu te préserve pour nous.

À mes tantes Nadjet et Soumia et mes oncles Mohammed, Mounir et Nabil, pour leur tendresse, leur soutien, leurs encouragements et toutes ces petites attentions qui ont illuminé mon chemin. Que ce travail vous soit dédié, en témoignage de mon affection profonde et de ma reconnaissance sincère.

À Tata Nabahet et mes cousines chéries Rihem, Manel, Norhene, pour leur présence rassurante, tout l'amour, la tendresse et la chaleur que vous semez dans ma vie. Je vous aime infiniment.

À Tata Houria, Fatema et Rania, pour tout l'amour, les encouragements et la bienveillance dont elles m'ont comblée tout au long de ce parcours.

À ma grand-mère, mes tantes et mes oncles paternels.

À mes copines Rania, Zohra, Nabila, Hassna, Nassera, Radjaa, Hadjer, pour leur amitié précieuse, vos cœurs en or et tout cet amour qui nous lie. Je vous aime plus que les mots ne peuvent le dire.

À tous ceux qui ont participé de près ou de loin à l'élaboration de ce travail.

Remerciements

Je rends grâce à Allah, le Tout-Puissant, qui m'a guidée à chaque étape de mon parcours. C'est grâce à Sa volonté que j'ai trouvé la force dans les moments de doute, la patience face aux obstacles et l'endurance nécessaire pour mener ce travail à son terme. Sans Sa miséricorde et Sa lumière, rien de tout cela n'aurait été possible.

Je remercie Monsieur SEGHIR Abdelfettah, maître de conférences classe A au département de biologie, faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, des Sciences de la Terre et de l'Univers, Université Aboubekr-BELKAÏD de Tlemcen, pour sa lecture, ses remarques et ses conseils dans la réalisation de ce travail.

J'adresse mes sincères remerciements à Madame HASSAINE-LAHFA Imane, maître de conférences classe B au département de biologie de l'Université Aboubekr-BELKAÏD de Tlemcen, pour m'avoir donné l'opportunité de travailler sur ce sujet, pour la qualité de son encadrement, sa patience, sa disponibilité et ses précieux conseils durant la préparation de ce mémoire.

Je tiens à remercier Madame BOUCHERIT-OTMANI Zahia, professeur au département de biologie, faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, des Sciences de la Terre et de l'Univers, Université Aboubekr-BELKAÏD de Tlemcen, pour sa disponibilité tout au long de cette expérience, sa générosité, ses précieux conseils pour la réalisation de ce travail, et pour m'avoir fait l'honneur de présider ce jury.

Mes vifs remerciements vont également à Madame KAZI TANI-BABA AHMED Zahira Zakia, maître de conférences classe A au département de biologie de l'Université Aboubekr-BELKAÏD de Tlemcen, pour avoir accepté d'examiner et d'évaluer ce travail.

Je tiens également à remercier Monsieur BOUCHERIT Kebir, ancien professeur à l'Université Aboubekr-BELKAÏD de Tlemcen, pour sa présence, ses conseils, son intérêt, ses précieuses corrections et observations.

Je souhaite exprimer ma profonde gratitude à Melle Azzouzi Kawter, Melle Mimoun Amira, Melle Benattia Fatima Zohra, Melle Laoudj Nadia et Melle Lakhel Hafsa, doctorantes au laboratoire « Antibiotiques Antifongiques : physico-chimie, synthèse et activité biologique » (LapSab), pour leur soutien précieux, la richesse de leurs conseils et leur accompagnement constant tout au long de la réalisation des expériences.

Mes remerciements vont aussi aux ingénieures Fouzia et Rachida, pour leur assistance technique et leur accompagnement

Table des matières

Première partie : Synthèse bibliographique	1
Deuxième partie : Matériel et méthodes	6
1. Prélèvements	7
2. Isolement et purification des bactéries.....	7
3. Identification des bactéries.....	8
3.1. Coloration de Gram.....	8
3.2. Tests biochimiques.....	8
3.2.1. Test de la catalase.....	8
3.2.2. Croissance sur milieu Triple Sugar Iron (TSI).....	8
3.2.3. Test de sporulation	8
3.4. Croissance sur milieu CHROM-Agar Orientation.....	9
3.5. Identification par VITEK.....	9
4. Antibiogramme.....	9
Troisième partie : Résultats et discussion	11
1. Répartition des prélèvements.....	12
2. Identification des bactéries isolées à partir des cathéters veineux.....	13
3. Identification des bactéries isolées à partir de l'environnement au niveau du service de chirurgie A du CHU de Tlemcen.....	15
3.1. Identification des bactéries Gram positives.....	15
3.2. Identification des bactéries Gram négatives.....	17
4. Profil de résistance aux antibiotiques.....	19
4.1. Bactéries à Gram positif isolées à partir des cathéters veineux.....	19
4.2. Bactéries à Gram négatif isolées à partir des cathéters.....	21
4.3. Bactéries à Gram positif isolées à partir de l'environnement.....	21
4.4. Bactéries à Gram négatif isolées à partir de l'environnement.....	23
5. Comparaison des souches isolées cathéters /environnement selon leur profil résistance.....	25
Quatrième partie : Conclusion générale	28
Cinquième partie : Références bibliographiques	32
Annexes	39

Liste des figures

Figure N°1 : Images de microscopie électronique à balayage de <i>Staphylococcus spp</i> sur la surface d'un cathéter x10000 (Kluzik et al., 2022).....	4
Figure N°2 : Répartition des taux d'altération observés sur les cathéters et dans l'environnement immédiat des patients.....	12
Figure N°3 : Identification des bactéries isolées à partir des cathéters veineux.	14
Figure N°4 : Identification des bactéries Gram positives isolées à partir de l'environnement.....	16
Figure N°5 : Identification des bactéries Gram négatives isolées à partir de l'environnement.....	18
Figure N°6 : Comparaison des souches isolées cathéters /environnement selon leur profil de résistance.....	26

Liste des tableaux

Tableau N°1 : Antibiogramme des souches à Gram positif isolées à partir des cathéters.....	20
Tableau N°2 : Antibiogramme des souches à Gram négatif isolées à partir des cathéters.....	21
Tableau N°3 : Antibiogramme des souches à Gram positif isolées à partir de l'environnement.....	22
Tableau N°4 : Antibiogramme des souches à Gram négatif isolées à partir de l'environnement.....	24

Première partie

Synthèse bibliographique

Les infections associées aux soins (IAS) figurent parmi les complications les plus fréquentes chez les patients hospitalisés. Il s'agit d'infections contractées au cours de leur prise en charge dans les établissements de santé **(APIC, 2024)**.

Elles sont à l'origine d'une morbidité et d'une mortalité accrues, prolongent la durée des hospitalisations et entraînent une augmentation significative des coûts de prise en charge **(Agence de la santé publique du Canada, 2024)**.

Plusieurs études ont mis en évidence des facteurs favorisant la survenue des IAS. **Liu et al. (2023)** soulignent l'impact de certaines comorbidités, comme le diabète et l'immunodépression, ainsi que des facteurs liés à la prise en charge hospitalière, notamment la prolongation du séjour, la réadmission en chirurgie, ou encore l'exposition répétée à certains antibiotiques, en particulier les céphalosporines.

La fréquence des infections associées aux soins est particulièrement élevée dans les unités de soins intensifs, où les patients, souvent en état critique, requièrent fréquemment l'utilisation de dispositifs invasifs. Ces conditions favorisent leur survenue, en particulier en raison de la complexité et de l'intensité des soins prodigués **(ECDC, 2024)**.

De plus, les infections liées aux dispositifs médicaux occupent une place importante. Elles sont classées parmi les principales complications hospitalières à l'échelle mondiale, elles entraînent des répercussions importantes tant sur la sécurité des patients que sur les coûts de prise en charge **(Gade et al., 2023)**.

Ces infections peuvent survenir lors de l'utilisation de dispositifs intra-vasculaires, tels que les cathéters veineux, lorsque ces derniers deviennent le support d'une colonisation microbienne. Ce phénomène peut être favorisé par une contamination lors de la pose, par une manipulation non aseptique ou par un maintien prolongé du dispositif **(Centers for Disease Control and Prevention, 2024)**.

L'utilisation prolongée de dispositifs invasifs, en particulier les cathéters veineux, est étroitement liée à une augmentation du risque de ces infections. Par ailleurs, les patients admis en unités de soins intensifs, notamment ceux ayant bénéficié d'interventions chirurgicales, présentent une vulnérabilité accrue en raison de la

gravité de leur état clinique et de la durée prolongée de leur hospitalisation **(Rodríguez-Acelas et al., 2017)**.

L'environnement hospitalier constitue également un facteur clé favorisant la survenue des IAS. En effet, des études estiment que les surfaces contaminées contribuent à hauteur de 25 à 32,7 % des infections dans les unités de soins intensifs, illustrant le rôle majeur de l'environnement dans la transmission croisée des agents pathogènes **(Hamed et al., 2024)**.

Cette transmission est amplifiée par une combinaison de facteurs au sein des structures de soins, tels que les comportements du personnel, la densité des patients, l'agencement du matériel, la qualité des matériaux utilisés et l'efficacité des méthodes de désinfection. Ces éléments soulignent la nécessité d'une approche intégrée et rigoureuse en matière de prévention **(Marano et al., 2023)**.

Les IAS sont en grande partie causées par des bactéries opportunistes capables de coloniser à la fois les dispositifs médicaux et l'environnement hospitalier **(Cruz-López et al., 2023)**. Ces agents pathogènes peuvent persister sur les surfaces du matériel médical, dans l'environnement proche des patients, formant des réservoirs microbiens propices à la transmission et à la contamination croisée entre les patients **(Russotto et al., 2015)**.

Parmi les micro-organismes les plus fréquemment identifiés dans les environnements hospitaliers, *Pseudomonas spp*, *Staphylococcus spp* et *Sphingomonas spp*, occupent une place importante en raison de leur capacité à persister sur les surfaces inertes. **(Cruz-López et al., 2023)**. *Staphylococcus spp*, est souvent responsable des bactériémies liées aux cathéters, tandis que *Pseudomonas spp*, est particulièrement redouté pour sa tolérance aux agents antimicrobiens et sa présence dans les milieux hospitaliers **(Mishra et al., 2024) (Figure N°1)**.

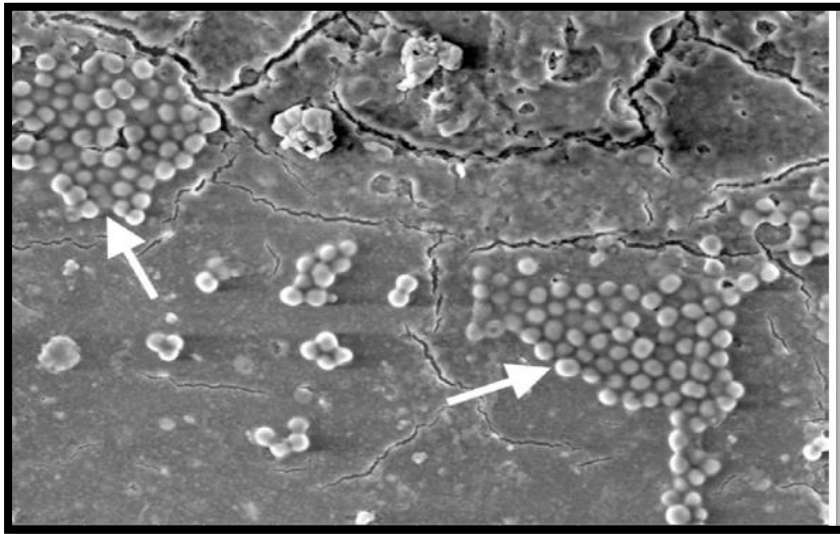


Figure N°1 : Images de microscopie électronique à balayage de *Staphylococcus spp* sur la surface d'un cathéter x10000 (Kluzik *et al.*, 2022)

Plusieurs études récentes signalent l'émergence des souches particulièrement tenaces, ce qui complique la prise en charge des IAS. En effet, la résistance croissante de ces agents pathogènes aux traitements antimicrobiens représente un défi majeur. Cette résistance résulte d'un ensemble de facteurs interdépendants tel que l'usage inapproprié ou excessif des antibiotiques. De plus, en milieu hospitalier, une gestion inappropriée des infections, caractérisée par une désinfection inefficace des surfaces, un non-respect des protocoles d'asepsie et une utilisation prolongée des dispositifs invasifs, accentue ce phénomène. Par ailleurs, les bactéries possèdent la capacité de transmettre des gènes de résistance par des mécanismes de transfert horizontal, facilitant ainsi la dissémination rapide de la résistance. À cela s'ajoutent des facteurs environnementaux, tels que la pollution des eaux et des sols par des résidus médicamenteux ou hospitaliers, qui agissent comme réservoirs de résistance. Enfin, l'absence des procédures strictes de surveillance et de contrôle dans certaines régions du monde contribue à la propagation incontrôlée de cette problématique [(World Health Organization, 2023) ; (Hanafiah *et al.*, 2024)].

C'est dans ce contexte que s'inscrit notre étude, dont l'objectif principal est d'isoler et de purifier les souches bactériennes présentes sur certains dispositifs médicaux, notamment les cathéters, ainsi que dans l'environnement hospitalier, et susceptibles d'être impliquées dans les infections associées aux soins. L'étude vise également à évaluer la résistance de ces micro-organismes à certains antibiotiques.

Deuxième partie



Matériel et méthodes

Ce travail a été réalisé au laboratoire « Antibiotiques Antifongiques : physico-chimie, synthèse et activité biologique » (LapSab) de l'Université Aboubekr BELKAÏD-Tlemcen.

1. Prélèvements

Notre étude a porté sur six patients admis au service de chirurgie A du Centre Hospitalo-Universitaire (CHU) de Tlemcen.

Au cours du mois de mars 2025, 36 prélèvements ont été effectués, à la fois sur les cathéters implantés pendant au moins 24 heures et sur l'environnement des patients dans la salle de réveil (phase post-opératoire).

Les cathéters veineux (périphériques et centraux) ont été retirés, puis sectionnés à l'aide d'un bistouri.

Les prélèvements environnementaux ont consisté à faire passer un écouvillon stérile sur les surfaces proches du patient, notamment la table de nuit, le lit, les draps, le porte-sérum ainsi que les poignées de la porte d'entrée.

Les dispositifs médicaux, ainsi que les écouvillons, ont été placés dans des tubes stériles contenant 3 mL d'eau physiologique. Les tubes ont ensuite été agités au vortex pendant 2 minutes.

Pour chaque prélèvement, 100 μ L de la suspension ont été ajoutés à des tubes contenant 900 μ L de bouillon nutritif, en vue de la recherche de bactéries. Les tubes ont été incubés dans une étuve pendant 24 à 48 heures à 37 °C.

2. Isolement et purification des bactéries

À partir des échantillons présentant une turbidité, des boîtes de Pétri contenant les milieux de culture Chapman (pour la recherche des bactéries Gram positives) et MacConkey (pour la recherche des bactéries Gram négatives) sont ensemencées, puis incubées à 37 °C pendant 24, 48, voire 72 heures.

La purification des souches est réalisée par des passages successifs sur des milieux de culture. Chaque souche pure est ensuite ensemencée dans un tube contenant de la gélose nutritive inclinée, puis incubée à 37 °C pendant 24 à 48 heures, avant d'être conservée à +4 °C.

3. Identification des bactéries

L'identification des bactéries a été réalisée à l'aide d'une série de tests biochimiques.

3.1. Coloration de Gram

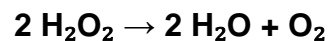
La coloration de Gram est une méthode fondamentale permettant d'observer la morphologie des micro-organismes (bacilles ou coques) et de distinguer les bactéries Gram-positives des bactéries Gram-négatives.

Cette distinction repose principalement sur des différences dans la structure chimique de la paroi cellulaire bactérienne et sur leur affinité pour les colorants.

3.2. Tests biochimiques

3.2.1. Test de la catalase

Cette enzyme a la capacité de décomposer le peroxyde d'hydrogène (H₂O₂) en produisant de l'oxygène gazeux, selon la réaction suivante :



Une colonie bactérienne est prélevée puis mise en suspension dans une goutte d'eau oxygénée à 10 %, déposée sur une lame. La présence de catalase est révélée par un dégagement immédiat de bulles gazeuses (effervescence).

3.2.2. Croissance sur milieu Triple Sugar Iron (TSI)

Ce test permet d'identifier les entérobactéries en mettant en évidence la fermentation du lactose, du glucose (avec ou sans production de gaz), du saccharose, ainsi que la production de sulfure d'hydrogène.

À partir d'une culture jeune de 24 heures, un tube contenant la gélose TSI est ensemencé par stries serrées à la surface de la pente, ainsi que par une piqûre centrale dans le culot, puis incubé pendant 24 heures à 37 °C.

3.2.3. Test de sporulation

Le test de sporulation par choc thermique est une méthode couramment utilisée pour évaluer la capacité des bactéries du genre *Bacillus* à former des spores. Une suspension bactérienne, issue d'une culture de 18 à 24 heures, est soumise à un traitement thermique à 80 °C pendant 10 minutes afin que seules les spores thermorésistantes demeurent viables. Un refroidissement rapide est ensuite effectué pour stopper l'action de la chaleur. Cette technique est complétée par une observation

microscopique des spores à l'aide de la coloration de Gram, afin de confirmer leur présence (Jafari, *et al.*, 2016).

3.4. Croissance sur milieu CHROM-Agar Orientation

La gélose CHROMagar Orientation est un milieu chromogène qui permet l'identification de certains groupes bactériens d'intérêt clinique grâce à des couleurs bien distinctes.

Après ensemencement sur des boîtes de Pétri et incubation pendant 24 heures à 37°C, les différents groupes bactériens produisent des colonies colorées, caractéristiques de certaines espèces ou genres bactériens.

3.5. Identification par VITEK

L'identification des souches isolées a été réalisée à l'aide de l'automate VITEK® (VK2C17756).

4. Antibiogramme

L'antibiogramme a été réalisé selon la méthode de diffusion sur gélose, conformément au protocole du *Clinical and Laboratory Standards Institute (CLSI, 2016)*.

Après une incubation de 18 heures, les colonies isolées sont prélevées, puis suspendues dans un tube contenant 5 mL d'eau physiologique stérile. La densité optique de cette suspension est ajustée à 0,5 McFarland en la mesurant à 625 nm à l'aide d'un spectrophotomètre UV-visible.

Des disques contenant des concentrations standards d'antibiotiques sont déposés à la surface des boîtes de gélose Müller-Hinton préalablement ensemencées. Après une incubation de 18 à 24 heures à 37 °C, les diamètres des zones d'inhibition autour des disques sont mesurés, puis interprétés selon les seuils critiques définis par le *Clinical and Laboratory Standards Institute (CLSI, 2024)*.

Les souches sont classées dans l'une des catégories suivantes : Sensible (S), Intermédiaire (I), ou Résistante (R).

Les antibiotiques testés pour les bactéries à Gram positif sont : tobramycine, gentamicine, ciprofloxacine, pénicilline G, oxacilline et céphalothine.

Ceux testés pour les bactéries à Gram négatif sont : tobramycine, gentamicine, ciprofloxacine, amoxicilline, amoxicilline/acide clavulanique (amoclan) et aztréonam.

Un contrôle de qualité est réalisé en utilisant les souches de référence *Staphylococcus aureus* ATCC 29213 et *Pseudomonas aeruginosa* ATCC 27853.

Troisième partie

Résultats et discussion

1. Répartition des prélèvements

Cette étude a été réalisée au cours du mois de mars 2025, sur six patients en phase post-opératoire au service de chirurgie A du Centre hospitalo-universitaire de Tlemcen.

Trente-six prélèvements ont été effectués, dont six sur des cathéters implantés et trente dans l'environnement proche des patients.

La figure N°2 représente la répartition des taux d'altération des cathéters et de l'environnement des patients.

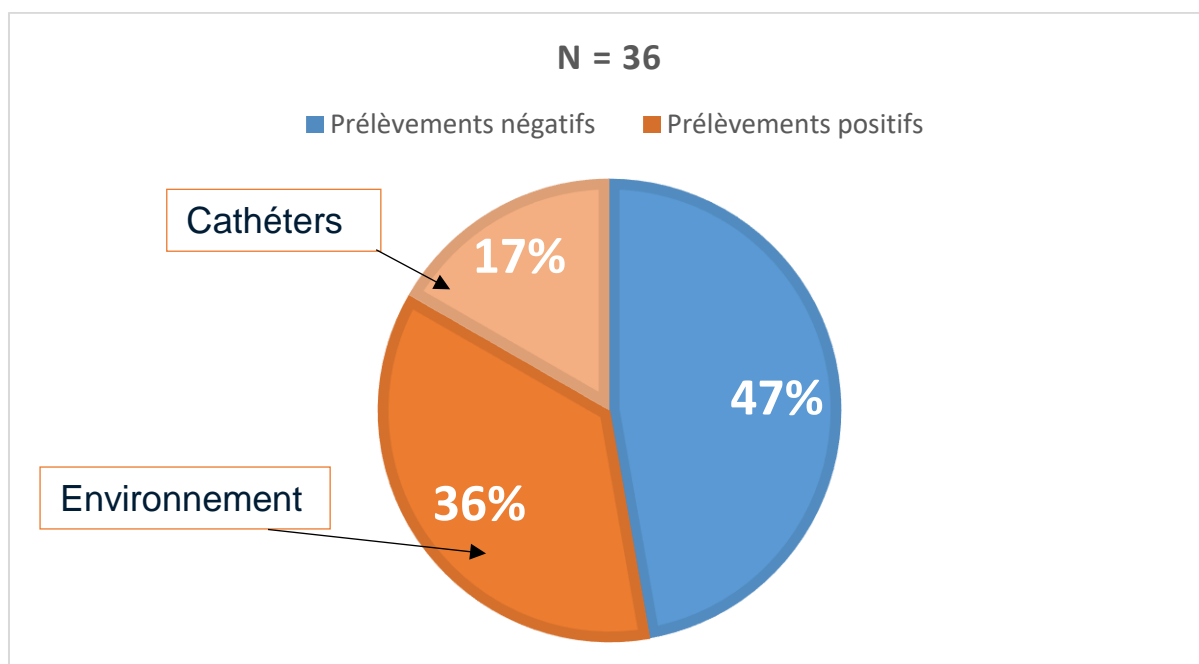


Figure N° 2 : Répartition des taux d'altération observés sur les cathéters et dans l'environnement immédiat des patients.

Nous constatons que 53 % des prélèvements sont positifs, dont 17 % proviennent des cathéters et 36 % ont été effectués à partir de l'environnement immédiat des patients. Ces résultats témoignent d'une contamination importante, confirmant la présence significative de micro-organismes tant sur les dispositifs médicaux que dans l'environnement hospitalier.

Cela corrobore les résultats d'**Osório et al. (2023)**, qui ont mis en évidence que la colonisation des cathéters veineux périphériques par des bactéries constitue un risque notable d'infections liées aux soins.

De plus, l'étude de **Saadi et al. (2022)** a montré que les surfaces hospitalières en Algérie, telles que les lits des patients, les poignées de porte ou encore certains équipements médicaux, présentent une contamination bactérienne élevée, et ce malgré l'application des protocoles de désinfection. Ces zones fréquemment manipulées agissent comme de véritables réservoirs environnementaux de bactéries pathogènes.

D'autre part, 47 % des prélèvements se sont révélés négatifs, indiquant une absence apparente de croissance bactérienne. Toutefois, cela ne signifie pas qu'aucune contamination n'était présente. En effet, plusieurs études ont montré que des bactéries en état viable mais non cultivable, souvent sous forme de biofilms, peuvent échapper aux méthodes de culture conventionnelles. Ces micro-organismes représentent un risque majeur pour la transmission des infections **[(Vickery et al., 2019) ; (Wilks et al., 2021)]**.

2. Identification des bactéries isolées à partir des cathéters veineux

Les résultats relatifs à la répartition des bactéries isolées à partir des cathéters au sein du service de chirurgie A du CHU de Tlemcen sont représentés sur la **figure N°3**.

Nous constatons que, sur les huit souches isolées, sept étaient des bactéries à Gram positif, avec une prédominance de *Bacillus spp.* (n = 3), suivies de *Staphylococcus haemolyticus* (n = 2), *Staphylococcus epidermidis* et *Staphylococcus hominis* (n = 1), ainsi qu'une bactérie à Gram négatif : *Rhizobium radiobacter*.

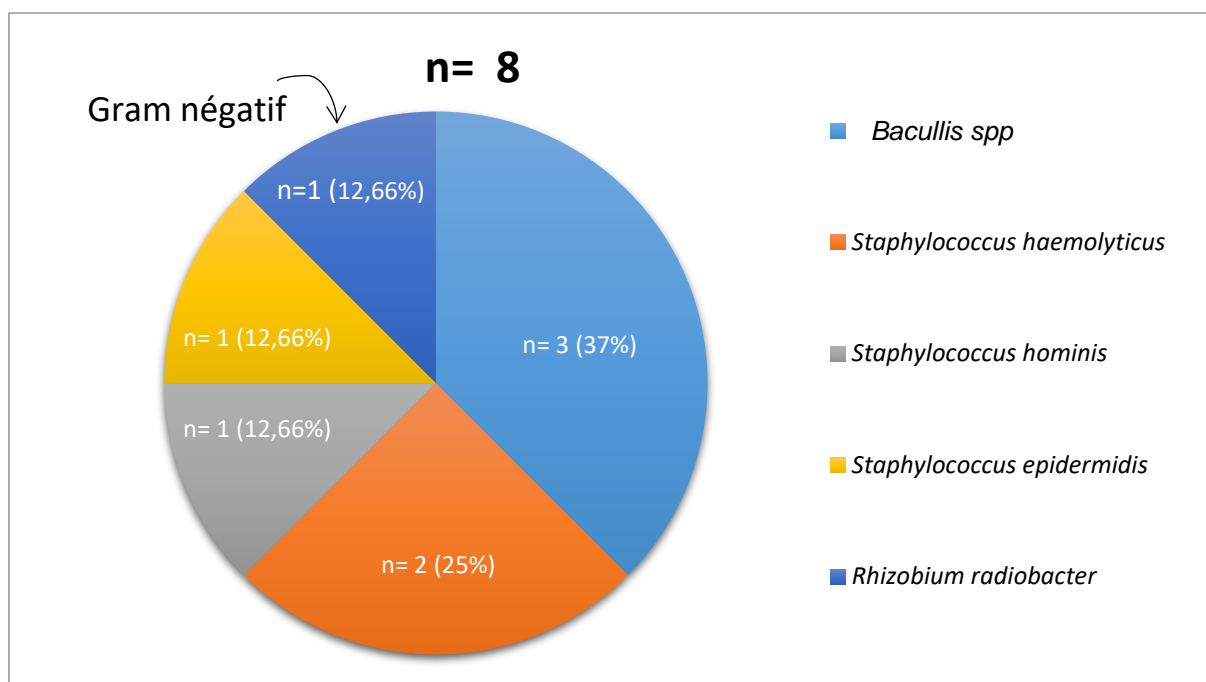


Figure N°3 : Identification des bactéries isolées à partir des cathéters veineux

Les infections liées aux cathéters impliquent fréquemment des bactéries à Gram positif, notamment en raison de leur capacité à coloniser la peau. Ces résultats vont dans le même sens que ceux de **Sato et al. (2017)**, qui ont rapporté que la majorité des agents pathogènes responsables des infections liées aux cathéters étaient des bactéries à Gram positif.

Une dominance de *Bacillus spp* a été enregistrée, cette bactérie pourrait être en cause des IAS. En effet, une étude japonaise menée par l'équipe de **Bentur (2007)** a montré que 99 % des bactériémies à *Bacillus cereus* étaient liées à l'implantation des cathéters. Ce germe a également été impliqué dans des cas de septicémies (**Gurler et al., 2012**).

Par ailleurs, *Staphylococcus haemolyticus* et *Staphylococcus epidermidis* ont été fréquemment identifiés. Ces germes opportunistes sont connus pour leur implication dans les infections liées aux cathéters (**Medis et al., 2023**).

Selon certaines études, *Staphylococcus epidermidis* et *Staphylococcus hominis* sont responsables de 50 % et 14,8 % des infections, respectivement, en raison de leur

capacité à adhérer aux surfaces et à former des biofilms [(Raad *et al.*, 2007) ; (Severn & Horswill, 2023) ; (Modak *et al.*, 2025)].

Par ailleurs, la présence des bactéries à Gram négatif a également été signalée dans les travaux effectués par **Opoku-Asare *et al.* (2023)**. Ces auteurs ont montré que ces micro-organismes sont aussi identifiés dans les hémocultures des patients porteurs des cathéters, confirmant leur implication directe dans les bactériémies liées aux soins. L'isolement de l'espèce *Rhizobium radiobacter* à partir de nos prélèvements pourrait se traduire par une contamination d'origine environnementale ou manu-portée par le personnel soignant (**Sood et Perl, 2006**). Cette espèce a déjà été isolée dans l'étude de **Tappe *et al.* (2008)**, qui ont décrit un épisode de septicémie néonatale associé à un cathéter.

3. Identification des bactéries isolées à partir de l'environnement

3.1. Identification des bactéries Gram positives

Les résultats de l'identification des bactéries à Gram positif isolées à partir de l'environnement des patients du service de chirurgie A du Centre hospitalo-universitaire de Tlemcen sont représentés sur la **figure N°4**.

Nous remarquons que *Staphylococcus hominis* est dominante, avec un taux de 33 % (n = 5), suivie de *Staphylococcus haemolyticus*, *Staphylococcus epidermidis* et *Staphylococcus cohnii* (n = 2). Les autres, *Staphylococcus warneri*, *Staphylococcus lugdunensis*, *Aerococcus viridans* ainsi *Bacillus spp* ont chacune été isolées une seule fois.

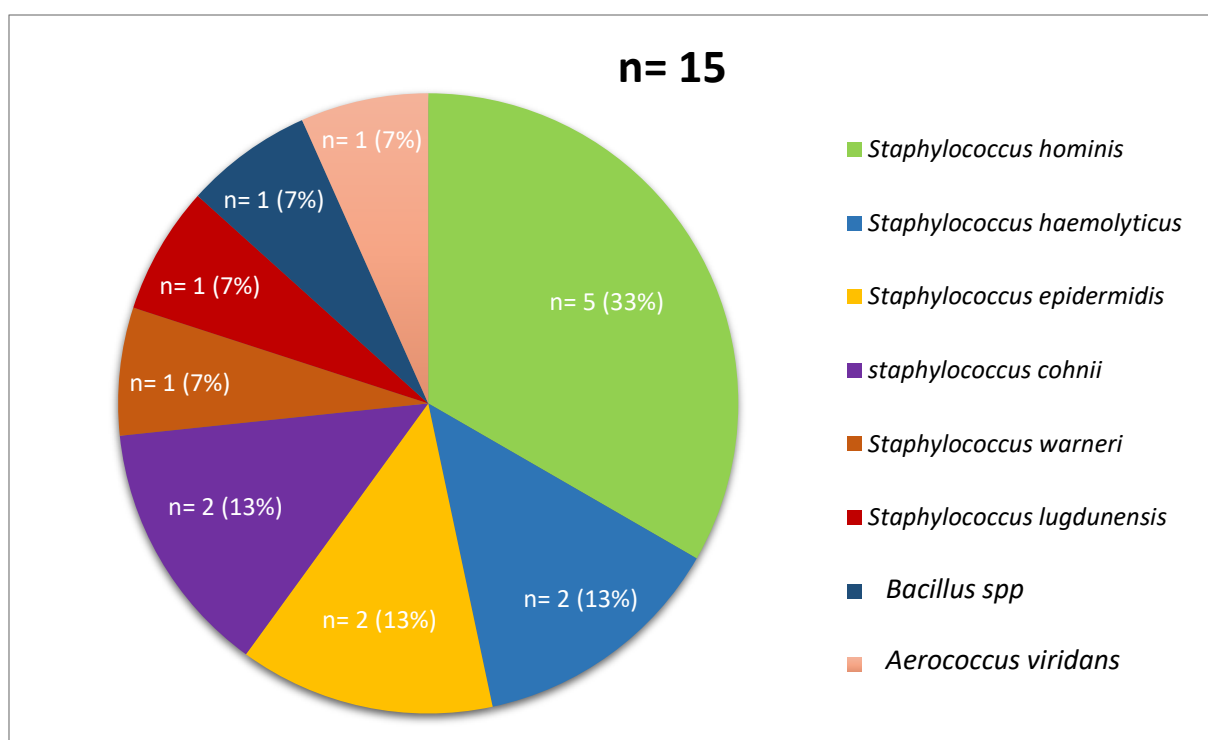


Figure N°4 : Identification des bactéries Gram positives isolées à partir de l'environnement.

Staphylococcus hominis, espèce majoritaire parmi nos isolats, est fréquemment retrouvée sur les surfaces hospitalières. Cette espèce, naturellement présente sur la peau, peut devenir une source de contamination en cas de rupture des protocoles d'asepsie (Cave et al., 2021).

La présence de *Staphylococcus epidermidis* sur les surfaces inertes la rend particulièrement difficile à éradiquer (Otto, 2010). La colonisation des surfaces hospitalières par des espèces du genre *Staphylococcus* a été mise en évidence par des travaux réalisés dans un hôpital en Éthiopie (Sebre et al., 2020). Cette étude a indiqué que la moitié des contaminations provenaient de bactéries à Gram positif, avec une prédominance des espèces du genre *Staphylococcus*.

Bien que *Staphylococcus lugdunensis* soit reconnu comme un pathogène opportuniste capable de provoquer aussi bien des infections communautaires que des infections liées aux soins, cette espèce demeure relativement peu isolée dans les échantillons cliniques, malgré sa virulence potentielle (Frank et al., 2008).

La présence de *Bacillus* spp, considérée comme un contaminant environnemental, prend de plus en plus d'importance dans le contexte hospitalier. Une étude réalisée dans un hôpital au Bénin a montré que *Bacillus* spp est fréquemment retrouvé sur les surfaces hospitalières et constitue une part significative de la flore microbienne identifiée. Ces résultats mettent en évidence la persistance de ces bactéries sur les supports médicaux et soulignent leur implication potentielle dans la transmission des infections associées aux soins (Afle et al., 2018). Sur les surfaces environnementales, ces bactéries ont la capacité de survivre pendant plusieurs jours, voire plusieurs semaines, facilitant ainsi leur dissémination et la transmission croisée entre les patients, le personnel soignant et les équipements (Otter et al., 2013).

3.2. Identification des bactéries Gram négatives

Les résultats de l'identification des bactéries à Gram négatif isolées à partir des prélèvements de l'environnement réalisés au sein de l'hôpital sont représentés sur la figure N°5.

Nous remarquons que l'espèce *Pseudomonas stutzeri* est majoritaire, avec un taux de 67 % (n = 10), suivie de *Sphingomonas paucimobilis* avec 13 % (n = 2). Les autres, *Pseudomonas fluorescens*, *Pseudomonas aeruginosa* et *Enterobacter* spp, ont chacune été isolées une seule fois.

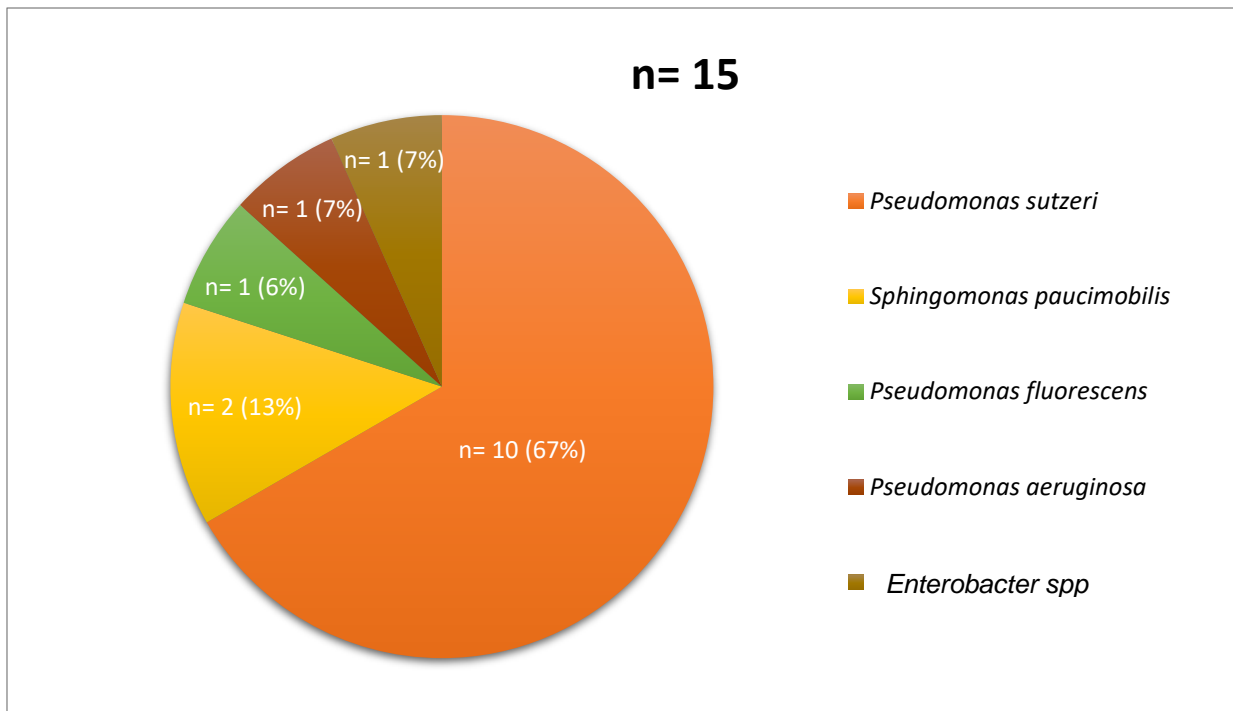


Figure N°5 : Identification des bactéries Gram négatives isolées à partir de l'environnement.

La présence de *Pseudomonas stutzeri* sur les surfaces prélevées confirme sa capacité à coloniser l'environnement hospitalier. Ces résultats mettent en évidence son rôle potentiel en tant que réservoir persistant de contamination et d'infections associées aux soins (**Ghane et Azimi, 2014**).

L'identification de *Sphingomonas paucimobilis* témoigne également de sa capacité à persister dans l'environnement hospitalier. Cette bactérie opportuniste est connue pour survivre sur les surfaces inertes, former des biofilms résistants et coloniser les mains du personnel soignant. Sa présence dans les unités hospitalières a déjà été associée à des épisodes de transmission croisée et à des infections liées aux soins, notamment lors d'une flambée épidémique en hématologie (**Kilic et al., 2007**).

La détection de *Pseudomonas aeruginosa* dans notre étude concorde avec les résultats d'une enquête environnementale réalisée en Iran, qui a révélé sa présence sur diverses surfaces hospitalières. Ces données soutiennent l'hypothèse selon laquelle *P. aeruginosa* agit comme un important réservoir environnemental (**Ghane et Azimi, 2014**).

La présence d'*Enterobacter spp* est largement reconnue comme indicateur pertinent de la contamination de l'environnement hospitalier. Ces bactéries possèdent une capacité de survie prolongée sur les surfaces inertes et présentent fréquemment des profils de multi-résistance aux antibiotiques (**Davin-Regli et al., 2019**).

Ces résultats confirment le rôle crucial de l'environnement hospitalier dans la persistance et la dissémination potentielle d'agents infectieux nosocomiaux, soulignant l'importance d'un renforcement des mesures de désinfection ciblée et d'une surveillance microbiologique rigoureuse.

4. Profil de résistance aux antibiotiques

4.1. Bactéries à Gram positif isolées à partir des cathéters veineux

Les résultats de l'antibiogramme des bactéries Gram positives (7 souches) isolées à partir des cathéters sont représentés dans **le Tableau N°1**.

Tableau N°1 : Antibiogramme des souches à Gram positif isolées à partir des cathéters.

Souches	ATB	TOB (10µg)	GEN (10µg)	CIP (5µg)	PenG (1µg)	OX (1µg)	KF (30µg)
		S ≥25 R<23	S ≥25 R<23	S ≥25 R<25	S ≥20 R<12	S ≥50 R<23	S ≥25 R<25
<i>Bacillus spp 1 (B1)</i>		25 (S)	25 (S)	33 (S)	08 (R)	06 (R)	06 (R)
<i>Bacillus spp 2 (B2)</i>		25 (S)	20 (S)	22 (S)	15 (I)	06 (R)	06 (R)
<i>Bacillus spp 3 (B3)</i>		28 (S)	25 (S)	30 (S)	14 (I)	06 (R)	08 (R)
		S ≥22 R<22	S ≥22 R<22	S ≥20 R<20	S ≥26 R<26	S ≥26 R<26	S ≥25 R<22
<i>Staphylococcus haemolyticus 1 (Sha1)</i>		19 (R)	19 (R)	07 (R)	07 (R)	07 (R)	07 (R)
<i>Staphylococcus haemolyticus 2 (Sha2)</i>		26 (S)	26 (S)	24 (R)	06 (R)	08 (R)	06 (R)
<i>Staphylococcus hominis 1 (Sho1)</i>		31 (S)	31 (S)	35 (S)	06 (R)	06 (R)	06 (R)
<i>Staphylococcus epidermidis 1 (Se1)</i>		21 (R)	28 (S)	33 (S)	06 (R)	06 (R)	06 (R)
<i>Staphylococcus aureus ATCC 29213</i>		(S)	(S)	(S)	(S)	(S)	(S)

Nous remarquons que toutes les souches à Gram positif isolées des cathéters sont résistantes (R + I) aux bêta-lactamines (pénicilline G, oxacilline et céphalothine). Ces résultats rejoignent ceux de **Qu et al., 2010**, qui ont signalé que la plupart des isolats cliniques de staphylocoques à coagulase négative étaient résistants à la pénicilline G (100 %) et à l'oxacilline (91,7 %).

En revanche, les trois souches de *Bacillus spp* sont sensibles aux aminosides (tobramycine et gentamicine) et aux fluoroquinolones (ciprofloxacine). Ces observations concordent avec celles d'**Ahn et al., 2025**, qui ont noté que certaines espèces de *Bacillus* retrouvées en milieu hospitalier présentaient une résistance aux pénicillines, tout en restant globalement sensibles aux fluoroquinolones et aux aminosides.

Concernant les staphylocoques, une souche (*Sha1*) est résistante à l'ensemble des antibiotiques testés, deux souches (*Sha2*, *Sho1*) sont sensibles aux aminosides, et deux souches (*Sho1* et *Se1*) aux fluoroquinolones.

Les souches *Se1* et *Sha2* présentent respectivement une résistance à la tobramycine et à la ciprofloxacine. Ces résultats vont dans le même sens que les travaux de **Becker et al., 2014**, qui ont souligné l'implication des staphylocoques à coagulase négative dans les infections associées aux soins.

4.2. Bactéries à Gram négatif isolées à partir des cathéters

Le **tableau N°2** regroupe les résultats de l'antibiogramme de la souche *Rhizobium radiobacter*, isolée à partir d'un cathéter.

Tableau N°2 : Antibiogramme des souches à Gram négatif isolées à partir des cathéters.

Souches	ATB	TOB (10µg)	GEN (10µg)	CIP (5µg)	AML (25µg)	AUG (30µg)	AT (30µg)
		S ≥15	S ≥15	S ≥25	S ≥26	S ≥18	S ≥22
		R <15	R <15	R <22	R <26	R <15	R <22
<i>Rhizobium radiobacter</i>		28 (S)	21 (S)	31 (S)	20 (S)	20 (S)	06 (R)
<i>Pseudomonas aeruginosa</i> ATCC 27853		(S)	(S)	(S)	(R)	(S)	(S)

Nous constatons que la souche *Rhizobium radiobacter* est sensible à tous les antibiotiques, à l'exception de l'aztréonam.

Ces résultats sont en accord avec ceux rapportés par **Gruszecki et al., 2002**, qui ont observé que ce germe, souvent associé aux infections liées aux cathéters, est généralement sensible aux fluoroquinolones et aminosides.

4.3. Bactéries à Gram positif isolées à partir de l'environnement

Les résultats de l'antibiogramme portant sur les 15 souches à Gram positif isolées de l'environnement hospitalier sont regroupés dans le **tableau n°3**.

Tableau 3 : Antibiogramme des souches à Gram positif isolées à partir de l'environnement.

Souches	ATB	TOB (10µg)	GEN (10µg)	CIP (5µg)	Pen G (1µg)	OX (1µg)	KF (30µg)
		S ≥22 R<22	S ≥22 R<22	S ≥20 R<20	S ≥26 R<26	S ≥26 R<26	S ≥25 R<22
<i>Staphylococcus hominis 2 (sho2)</i>		20 (R)	23 (S)	21 (R)	06 (R)	06 (R)	06 (R)
<i>Staphylococcus hominis 3 (sho3)</i>		37 (S)	30 (S)	20 (R)	11 (R)	07 (R)	11 (R)
<i>Staphylococcus hominis 4 (sho4)</i>		24 (S)	22 (S)	30 (S)	06 (R)	06 (R)	06 (R)
<i>Staphylococcus hominis 5 (sho5)</i>		24 (S)	30 (S)	33 (S)	09 (R)	08 (R)	14 (R)
<i>Staphylococcus hominis 6 (sho6)</i>		26 (S)	26 (S)	27 (S)	06 (R)	08 (R)	11 (R)
<i>Staphylococcus haemolyticus 3 (Sha3)</i>		13 (R)	19 (R)	07 (R)	07 (R)	07 (R)	07 (R)
<i>Staphylococcus haemolyticus 4 (Sha4)</i>		12 (R)	06 (R)	06 (R)	06 (R)	06 (R)	06 (R)
<i>Staphylococcus epidermidis 2 (Se2)</i>		30 (S)	29 (S)	34 (S)	09 (R)	06 (R)	07 (R)
<i>Staphylococcus epidermidis 3 (Se3)</i>		25 (S)	20 (R)	30 (S)	06 (R)	06 (R)	06 (R)
<i>Staphylococcus cohnii 1 (Sc1)</i>		30 (S)	29 (S)	34 (S)	09 (R)	06 (R)	07 (R)
<i>Staphylococcus cohnii 2 (Sc2)</i>		27 (S)	18 (R)	39 (S)	06 (R)	06 (R)	06 (R)
<i>Staphylococcus warneri</i>		26 (S)	25 (S)	28 (S)	10 (R)	06 (R)	09 (R)
<i>Staphylococcus lugdunensis</i>		30 (S)	30 (S)	30 (S)	12 (R)	08 (R)	06 (R)
		S ≥25 R<23	S ≥25 R<23	S ≥25 R<25	S ≥20 R<12	S ≥50 R<23	S ≥25 R<25
<i>Bacillus spp 4 (B4)</i>		24 (S)	23 (S)	34 (S)	20 (S)	08 (R)	12 (R)
		S ≥20 R<18	S ≥20 R<18	S ≥21 R<21	S ≥21 R<21	S ≥26 R<26	S ≥26 R<26
<i>Aerococcus viridans (Av)</i>		17 (R)	11 (R)	06 (R)	06 (R)	06 (R)	06 (R)
<i>Staphylococcus aureus ATCC 29213</i>		(S)	(S)	(S)	(S)	(S)	(S)

Nous constatons que les aminosides, représentés par la tobramycine et la gentamicine, demeurent les molécules les plus efficaces vis-à-vis des bactéries à Gram positif isolées. La majorité des souches testées (n=9) y sont sensibles (*Sho3*, *Sho4*, *Sho5*, *Sho6*, *Se2*, *Sc1*, *Sw*, *Sl*, *B4*).

De plus, nous avons noté que la souche *Sho2* est résistante à la tobramycine mais sensible à la gentamicine, contrairement à *Se3* et *Sc2*, qui sont résistantes à la gentamicine mais sensibles à la tobramycine. Cette sensibilité peut s'expliquer par l'absence de certains gènes de résistance chez ces souches. Ces observations ne concordent pas avec les résultats de **Sabzehali et al., 2015**, qui ont noté une résistance importante aux aminosides chez les staphylocoques à coagulase négative. Cette résistance peut se développer rapidement dans les structures médicales où ces agents antimicrobiens sont largement utilisés.

Toutefois, l'utilisation de la ciprofloxacine vis-à-vis de nos souches demeure très efficace, avec une sensibilité observée chez 11 souches (*Sho4*, *Sho5*, *Sho6*, *Se2*, *Se3*, *Sc1*, *Sc2*, *Sw*, *Sl*, *B4*). Nos résultats vont dans le même sens que l'étude de **Nicolosi et al., 2020**, menée dans le sud de l'Italie. Ces auteurs ont rapporté que *S. warneri* était globalement sensible à la ciprofloxacine, tandis que *S. haemolyticus* présentait une forte résistance à cette dernière, ce qui indique une variabilité de la sensibilité des staphylocoques à coagulase négative.

En revanche, toutes les souches isolées sont résistantes aux bêta-lactamines. Seul *Bacillus spp* est sensible à la pénicilline G. Ceci va dans le même sens que les résultats de **Kitti et al., 2019**, qui ont mis en évidence une multi-résistance fréquente des staphylocoques à coagulase négative vis-à-vis des bêta-lactamines dans un hôpital du nord de la Thaïlande. De plus, **Mbhele et al., 2021**, ont également observé une résistance élevée aux bêta-lactamines chez *Bacillus spp* dans des hôpitaux en Afrique du Sud.

4.4. Bactéries à Gram négatif isolées à partir de l'environnement

Le **tableau N°4** regroupe les résultats de l'antibiogramme de 15 bactéries Gram négatives, isolées de l'environnement hospitalier.

Tableau N°4 : Antibiogramme des bactéries Gram négatifs isolées à partir de l'environnement.

Souches	ATB	TOB (10µg)	GEN (10µg)	CIP (5µg)	AML (25µg)	AUG (30µg)	AT (30µg)
		S ≥15 R<15	S ≥15 R<15	S ≥40 R<25	S ≥20 R<15	S ≥25 R<20	S ≥50 R<16
<i>Pseudomonas sutzeri 1 (Ps1)</i>		33 (S)	25 (S)	33 (I)	12 (R)	16 (R)	06 (R)
<i>Pseudomonas sutzeri 2 (Ps2)</i>		32 (S)	22 (S)	30 (I)	14 (R)	13 (R)	06 (R)
<i>Pseudomonas sutzeri 3 (Ps3)</i>		29 (S)	22 (S)	33 (I)	11 (R)	11 (R)	06 (R)
<i>Pseudomonas sutzeri 4 (Ps4)</i>		32 (S)	22 (S)	35 (I)	12 (R)	14 (R)	06 (R)
<i>Pseudomonas sutzeri 5 (Ps5)</i>		30 (S)	21 (S)	32 (I)	09 (R)	09 (R)	06 (R)
<i>Pseudomonas sutzeri 6 (Ps6)</i>		31 (S)	23 (S)	35 (I)	06 (R)	10 (R)	06 (R)
<i>Pseudomonas sutzeri 7 (Ps7)</i>		32 (S)	22 (S)	35 (I)	10 (R)	10 (R)	06 (R)
<i>Pseudomonas sutzeri 8 (Ps8)</i>		32 (S)	22 (S)	32 (I)	09 (R)	13 (R)	06 (R)
<i>Pseudomonas sutzeri 9 (Ps9)</i>		31 (S)	22 (S)	31 (I)	11 (R)	11 (R)	06 (R)
<i>Pseudomonas sutzeri 10 (Ps1)</i>		31 (S)	21 (S)	31 (I)	14 (R)	06 (R)	06 (R)
<i>Pseudomonas fluorescens (Pf)</i>		31 (S)	22 (S)	32 (I)	16 (R)	15 (R)	06 (R)
		S ≥15 R<12	S ≥15 R<12	S ≥21 R<15	S ≥20 R<15	S ≥20 R<20	S ≥22 R<15
<i>Pseudomonas aeruginosa (Pa)</i>		31 (S)	30 (S)	26 (S)	25 (R)	25 (S)	07 (R)
		S ≥30 R<18	S ≥30 R<18	S ≥30 R<22	S ≥22 R<15	S ≥30 R<25	S ≥23 R<20
<i>Sphingomonas paucimobilis 1 (Sp1)</i>		35 (S)	32 (S)	36 (S)	25 (S)	31 (S)	07 (R)
<i>Sphingomonas paucimobilis 2 (Sp2)</i>		23 (I)	36 (I)	24 (I)	24 (S)	17 (R)	09 (R)
		S ≥17 R<14	S ≥17 R<14	S ≥22 R<19	S ≥19 R<19	S ≥19 R<19	S ≥24 R<21
<i>Enterobacter spp (Ent)</i>		22 (S)	17 (I)	32 (S)	06 (R)	06 (R)	06 (R)
<i>Pseudomonas aeruginosa ATCC 27853</i>		(S)	(S)	(S)	(R)	(S)	(S)

Les résultats obtenus montrent une sensibilité marquée aux aminosides pour 13 souches (*Ps1*, *Ps2*, *Ps3*, *Ps4*, *Ps5*, *Ps6*, *Ps7*, *Ps8*, *Ps9*, *Ps10*, *Pf*, *Pa*, *Sp1*). Ces résultats sont confirmés par les travaux de **Ghane et Azimi, (2014)**, qui ont rapporté

une sensibilité notable à la gentamicine chez des souches de *Pseudomonas spp* isolées de l'environnement hospitalier en Iran.

Seules *Enterobacter spp*, et *Sphingomonas paucimobilis 2* présentent une résistance intermédiaire vis-à-vis de la gentamicine et des deux antibiotiques, respectivement. La résistance de *S. paucimobilis* à la tobramycine et à la gentamicine a également été rapportée dans une étude menée par **Makanera et al. (2018)**. Toutefois, **Wang et al. (2019)** ont montré que certaines souches de *S. paucimobilis* étaient sensibles à ces deux antibiotiques.

En revanche, 12 souches (*Ps1, Ps2, Ps3, Ps4, Ps5, Ps6, Ps7, Ps8, Ps9, Ps10, Sp2, Pf*) présentent une résistance intermédiaire vis-à-vis de la ciprofloxacine, tandis que trois souches (*Sp1, Pa* et *Ent*) y sont sensibles. Nos résultats ne concordent pas avec ceux d'**Ango et al. (2020)**, qui ont observé que toutes les souches de *Pseudomonas spp*, étaient sensibles à la ciprofloxacine.

D'autre part, toutes les souches testées sont résistantes à l'aztréonam et à l'amoxicilline, à l'exception des espèces de *Sphingomonas*. Quant à l'amoxicilline-acide clavulanique (augmentin), elle est efficace uniquement vis-à-vis de *S. paucimobilis 1* et de *P. aeruginosa* ; toutes les autres souches y sont résistantes. Une étude menée sur les surfaces de l'environnement hospitalier en Iran a confirmé une résistance importante aux bêta-lactamines chez *Pseudomonas spp*. (**Ghane et Azimi, 2014**).

5. Comparaison des souches isolées cathéters /environnement selon leur profil de résistance

La **figure N°6** montre le niveau de résistance des souches isolées des cathéters et de l'environnement hospitalier.

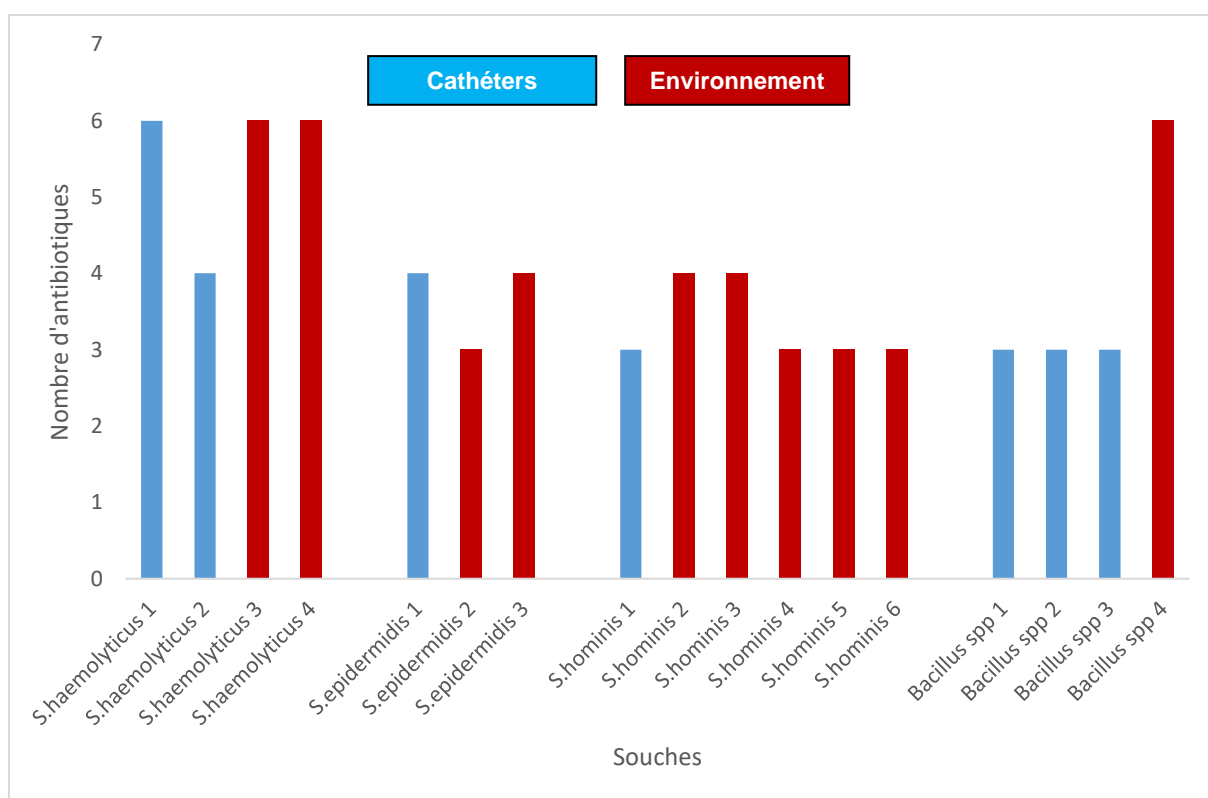


Figure N°6 : Comparaison des souches isolées cathéters /environnement selon leur profil de résistance

Dans cette étude, quatre souches de *Staphylococcus haemolyticus* ont été isolées : deux à partir des cathéters et deux à partir de l'environnement. Parmi celles isolées des cathéters, l'une s'est révélée sensible à la gentamicine et à la ciprofloxacine, mais résistante aux autres antibiotiques, tandis que la seconde, tout comme celles provenant de l'environnement, a montré une résistance à l'ensemble des antibiotiques testés. Pour *Staphylococcus epidermidis*, trois souches ont été identifiées : une à partir d'un cathéter et deux issues de l'environnement hospitalier. Bien qu'il s'agisse de la même espèce, les profils de résistance diffèrent : la souche isolée du cathéter était sensible à la gentamicine et à la ciprofloxacine, mais résistante à la tobramycine et aux bêta-lactamines, tandis que parmi les souches environnementales, l'une était sensible aux aminosides et à la ciprofloxacine, mais résistante aux bêta-lactamines, et l'autre était sensible à la tobramycine et à la ciprofloxacine, et résistante aux autres antibiotiques. *Staphylococcus hominis*, isolée à partir d'un cathéter, a montré une sensibilité à trois antibiotiques (aminosides et ciprofloxacine) et une résistance aux trois autres. Parmi les cinq souches isolées de l'environnement hospitalier, la première était résistante à cinq antibiotiques et sensible à la gentamicine, la deuxième était

sensible aux aminosides mais résistante à la ciprofloxacine et aux bêta-lactamines, tandis que les trois autres étaient sensibles aux aminosides et à la ciprofloxacine, et résistantes aux bêta-lactamines. Bien qu'elles appartiennent à la même espèce, les souches isolées présentent une hétérogénéité notable de profils de résistance. Cette variabilité, particulièrement marquée chez *Staphylococcus haemolyticus*, peut s'expliquer par sa capacité élevée à acquérir des gènes de résistance, favorisant ainsi sa persistance en milieu hospitalier [(Fredheim *et al.*, 2009) ; (Barros *et al.*, 2012)]. Selon Donlan (2001), la pression exercée par les traitements antimicrobiens favorise la sélection de souches résistantes au sein des dispositifs intravasculaires, tandis que l'environnement hospitalier constitue un réservoir important de bactéries multirésistantes. Buffet-Bataillon *et al.* (2012) ont également montré que l'exposition répétée à de faibles doses de désinfectants pouvait induire des résistances croisées. En somme, la diversité des profils de résistance traduit la capacité d'adaptation des bactéries aux conditions locales, ce qui justifie une interprétation contextuelle des antibiogrammes, en particulier dans les infections liées aux dispositifs médicaux, comme l'ont souligné Becker *et al.* (2014) en mettant en évidence la variabilité phénotypique des staphylocoques à coagulase négative en milieu hospitalier. Par ailleurs, trois souches de *Bacillus spp* ont été isolées à partir de cathéters, présentant une sensibilité aux aminosides et à la ciprofloxacine, mais une résistance aux bêta-lactamines. La souche provenant de l'environnement hospitalier a montré le même profil, à l'exception de la pénicilline G, à laquelle elle était sensible. Bien qu'appartenant au même genre, ces souches illustrent la diversité phénotypique des *Bacillus spp*, potentiellement liée aux conditions spécifiques de sélection rencontrées en milieu hospitalier (Bini *et al.*, 2025). Cette variabilité des profils de résistance, observée même entre souches appartenant à un même genre ou à une même espèce, résulte à la fois de facteurs génétiques, environnementaux et physiologiques (Becker *et al.*, 2014).

Quatrième partie



Conclusion générale

Notre travail a porté sur l'analyse de la flore bactérienne présente dans le service de chirurgie A du Centre Hospitalo-Universitaire de Tlemcen. Les principaux résultats de cette étude peuvent être résumés comme suit :

- L'étude a été réalisée en mars 2025 sur 6 patients en phase post-opératoire. Sur les 36 prélèvements effectués (6 sur les cathéters et 30 sur l'environnement hospitalier), 53 % des prélèvements sont positifs, dont 17 % proviennent des cathéters et 36 % ont été effectués à partir de l'environnement.
- Parmi les 38 souches isolées, 22 sont des bactéries à Gram positif et 16 des bactéries à Gram négatif.
- Les cathéters étaient majoritairement colonisés par des bactéries à Gram positif (7 souches) avec une prédominance de *Bacillus spp* et une bactérie Gram négative.
- Trente souches sont isolées de l'environnement proche des patients (15 bactéries Gram positives et 15 bactéries Gram négatives)
- Pour les Gram positives, leur identification a montré que l'espèce *Staphylococcus hominis* est majoritaire (n=5)
- L'identification des bactéries à Gram négatif a montré que *Pseudomonas stutzeri* est l'espèce dominante (n=10)
- Les résultats de l'antibiogramme ont montré une résistance marquée aux bêta-lactamines chez la plupart des souches isolées des cathéters et de l'environnement hospitalier, tandis que les aminosides et la ciprofloxacine ont présenté une efficacité partielle.
- Même au sein d'une même espèce (*Staphylococcus hominis*, *S. haemolyticus* ou *Bacillus spp*), les profils de résistance étaient très hétérogènes, selon qu'il s'agissait de souches isolées des cathéters ou de l'environnement.
- Ces constats soulignent l'importance d'une surveillance microbiologique continue, ainsi que d'une politique stricte de gestion des dispositifs médicaux et de désinfection des surfaces, afin de limiter la dissémination des souches résistantes.

Pour approfondir ce travail, il serait pertinent de :

- Déterminer les concentrations minimales inhibitrices (CMI) de certains antibiotiques vis-à-vis des bactéries isolées.
- Tester la capacité des souches isolées à former des biofilms *in vitro*.
- Comparer la sensibilité des biofilms aux antibiotiques à celle des cellules planctoniques, afin d'évaluer le degré de résistance spécifique conféré par la formation de biofilms.
- Tester l'efficacité d'un produit naturel sur les souches isolées.

Cinquième partie

Références bibliographiques

1. Afle, F. C. D., Agbankpe, A. J., Johnson, R. C., Houngbégnon, O., Houssou, S. C., & Bankole, H. S. (2018). Hospital-acquired infection: Bacteriological profile of species from environmental surfaces of Cotonou 5 Hospital in South Benin (West Africa). *International Journal of Current Microbiology and Applied Sciences*, 7(4), 1–12.
2. Agence de la santé publique du Canada. (2024). Programme canadien de surveillance des infections nosocomiales : Infections associées aux soins de santé et résistance aux antimicrobiens dans les hôpitaux canadiens de soins de courte durée, 2018–2022. *Relevé des maladies transmissibles au Canada*, 50(6), 197–216.
3. Ahn, K., Choi, H., Lee, T., & Uh, Y. (2025). Isolation frequency and antimicrobial susceptibilities of *Bacillus* species in a tertiary care hospital in Korea in the past four years (2020–2024): A retrospective surveillance study. *Annals of Clinical Microbiology*, 28(2), 7.
4. Ango, P. D., Konan, K. D., Kouamé, K. A., Sai, S. S., Tchimou, A. M. Y., Adingra, S. C. E., Diomandé, S. E., & Boua, N. (2020). Écologie microbienne des surfaces et dispositifs médicaux au service de réanimation du Centre Hospitalier et Universitaire (CHU) de Treichville. *Health Sciences and Disease*, 21(1), 1–8.
5. APIC. (2024). What are health care-associated infections (HAIs)? Association for Professionals in Infection Control and Epidemiology. <https://www.apic.org>
6. Barros, E. M., Ceotto, H., Bastos, M. C. F., Santos, K. R. N. dos, & Giambiagi-de Marval, M. (2012). *Staphylococcus haemolyticus* as an important hospital pathogen and carrier of methicillin resistance genes. *Journal of Clinical Microbiology*, 50(1), 166–168.
7. Becker, K., Heilmann, C., & Peters, G. (2014). Coagulase-negative staphylococci. *Clinical Microbiology Reviews*, 27(4), 870–926.
8. Bentur, H. N., Dalzell, A. M., & Riordan, F. A. I. (2007). Central venous catheter infection with *Bacillus pumilus* in an immunocompetent child: A case report. *Annals of Clinical Microbiology and Antimicrobials*, 6(1), 12.
9. Bini, F., Soffritti, I., D'Accolti, M., Mazziga, E., Diaz Caballero, J., David, S., Argimon, S., Aanensen, D. M., Volta, A., Bisi, M., Mazzacane, S., & Caselli, E. (2025). Profiling the resistome and virulome of *Bacillus* strains used for

- probiotic-based sanitation: A multicenter WGS analysis. *BMC Genomics*, 26, 382.
10. Buffet-Bataillon, S., Tattevin, P., Bonnaure-Mallet, M., & Jolivet-Gougeon, A. (2012). Emergence of resistance to antibacterial agents: The role of quaternary ammonium compounds—A critical review. *International Journal of Antimicrobial Agents*, 39(5), 381–389.
 11. Cave, R., Misra, R., Chen, J., Wang, S., & Mkrtchyan, H. V. (2021). Comparative genomics analysis demonstrated a link between staphylococci isolated from different sources: A possible public health risk. *Frontiers in Microbiology*, 12, 1–15.
 12. Centers for Disease Control and Prevention. (2024, April 12). *Intravascular catheter-related infection (BSI) prevention guidelines*. <https://www.cdc.gov>
 13. Clinical and Laboratory Standards Institute. (2016). *Performance Standards for Antimicrobial Susceptibility Testing* (26th ed.). CLSI supplement M100S.
 14. Clinical and Laboratory Standards Institute. (2024). *Performance Standards for Antimicrobial Susceptibility Testing* (34th ed.). CLSI supplement M100.
 15. Costa, D. M., Johani, K., Melo, D. S., Lopes, L. K. O., Lima, L. K. O., Tipple, A. F. V., Hu, H., & Vickery, K. (2019). Biofilm contamination of high-touched surfaces in intensive care units: Epidemiology and potential impacts. *Letters in Applied Microbiology*, 68(4), 269–276.
 16. Cruz-López, F., Martínez-Meléndez, A., & Garza-González, E. (2023). How does hospital microbiota contribute to healthcare-associated infections? *Microorganisms*, 11(1), 192.
 17. Davin-Regli, A., Lavigne, J.-P., & Pagès, J.-M. (2019). *Enterobacter* spp.: Update on taxonomy, clinical aspects, and emerging antimicrobial resistance. *Clinical Microbiology Reviews*, 32(4), e00002-19.
 18. Donlan, R. M. (2001). Biofilms and device-associated infections. *Emerging Infectious Diseases*, 7(2), 277–281.
 19. Donlan, R. M. (2001). Biofilm formation: A clinically relevant microbiological process. *Clinical Infectious Diseases*, 33(8), 1387–1392.
 20. Dziri, R., Klibi, N., Lozano, C., Ben Saïd, L., Bellaaj, R., Tenorio, C., Boudabous, A., Ben Slama, K., & Torres, C. (2016). High prevalence of *Staphylococcus haemolyticus* and *Staphylococcus saprophyticus* in environmental samples

- from a Tunisian hospital. *Diagnostic Microbiology and Infectious Disease*, 85(2), 136–140.
21. European Centre for Disease Prevention and Control. (2024). *Healthcare-associated infections acquired in intensive care units – Annual epidemiological report for 2021.
22. Frank, K. L., del Pozo, J. L., & Patel, R. (2008). From clinical microbiology to infection pathogenesis: How daring to be different works for *Staphylococcus lugdunensis*. *Clinical Microbiology Reviews*, 21(1), 111–133.
23. Fredheim, E. G. A., Klingenberg, C., Rohde, H., Frankenberger, S., Gaustad, P., Flægstad, T., & Sollid, J. E. (2009). Biofilm formation by *Staphylococcus haemolyticus*. *Journal of Clinical Microbiology*, 47(4), 1172–1180.
24. Gade, N., Burri, R., Sujiv, A., Mishra, M., Pradeep, B. E., Debaje, H., Sable, T., & Kaur, A. (2023). Promoting patient safety: Exploring device-associated healthcare infections and antimicrobial susceptibility pattern in multidisciplinary intensive care units. *Cureus*, 15(12), e51234.
25. Ghane, M., & Azimi, Z. (2014). Isolation, identification and antimicrobial susceptibility of *Pseudomonas* spp. isolated from hospital environment in Tonekabon, North of Iran. *Journal of Applied & Environmental Microbiology*, 2(4), 97–101.
26. Gruszecki, A. C., Armstrong, S. H., & Waites, K. B. (2002). *Rhizobium radiobacter* bacteremia and its detection in the clinical laboratory. *Clinical Microbiology Newsletter*, 24(20), 151–155.
27. Gürler, N., Öksüz, L., Muftuoğlu, M., Sargın, F. D., & Beşişik, S. K. (2012). *Bacillus cereus* catheter-related bloodstream infection in a patient with acute lymphoblastic leukemia. *Mediterranean Journal of Hematology and Infectious Diseases*, 4(1), e2012007.
28. Hamed, N. M., Deif, O. A., El-Zoka, A. H., Abdel-Atty, M. M., & Fakhry Hussein, M. (2024). The impact of enhanced cleaning on bacterial contamination of the hospital environmental surfaces: A clinical trial in critical care unit in an Egyptian hospital. *Antimicrobial Resistance and Infection Control*, 13, 138.
29. Hanafiah, A., Sukri, A., Yusoff, H., Chan, C. S., Hazrin-Chong, N. H., Salleh, S. A., & Neoh, H. M. (2024). Insights into the microbiome and antibiotic resistance genes from hospital surfaces. *Antibiotics*, 13(2), 127.

30. Jafari, M., Alebouyeh, M., Mortazavian, A. M., Hosseini, H., Ghanati, K., Amiri, Z., & Reza Zal, M. (2016). Influence of heat shock temperatures and fast freezing on viability of probiotic spore formers and the issue of spore plate count versus true numbers. *Nutrition and Food Sciences Research*, 3(1), 35–42.
31. Kilic, A., Senses, Z., Kurekci, A. E., Aydogan, H., Sener, K., Kismet, E., & Basustaoglu, A. C. (2007). Nosocomial outbreak of *Sphingomonas paucimobilis* bacteremia in a hemato/oncology unit. *Japanese Journal of Infectious Diseases*, 60(6), 394–396.
32. Kitti, T., Seng, R., Saiprom, N., Thummeepak, R., Chantratita, N., Boonlao, C., & Sitthisak, S. (2018). Molecular characteristics of methicillin-resistant staphylococci clinical isolates from a tertiary hospital in Northern Thailand. *Canadian Journal of Infectious Diseases and Medical Microbiology*, 2018, 1–9.
33. Kluzik, A., Tomczak, H., Nowicki, M., Koszel, T., Bartkowska-Śniatkowska, A., Kusza, K., & Grzeškowiak, M. (2022). Atomic force microscopy and scanning electron microscopy as alternative methods of early identification of pathogens causing catheter-related bloodstream infections of patients in ICU. *Advances in Hygiene and Experimental Medicine*, 76(1), 157–166.
34. Liu, X., Long, Y., & Christin. (2023). A systematic review and meta-analysis of risk factors associated with healthcare-associated infections in hospitalized patients in general hospitals in China from 2001 to 2022. *Journal of Hospital Infection*, 135, 76–85.
35. Mankanera, A., Condé, M., Diallo, M., Condé, M., & Camara, D. (2018). *Sphingomonas paucimobilis*: Un phénotype de multi-résistance inhabituel chez un probable pathogène émergent. *Revue Malienne d'Infectiologie et de Microbiologie*, 2(2), 1–5.
36. Marano, R. B. M., Merezhko, D., & Resnick, K. A. (2023). Evaluation of a novel surface-coating formulation with time-extended antimicrobial activity for healthcare environment disinfection. *Antimicrobial Resistance and Infection Control*, 12, 133.
37. Mbhele, Z., Shobo, C. O., Amoako, D. G., Zishiri, O. T., & Bester, L. A. (2021). Occurrence, antibiotic resistance, virulence factors, and genetic diversity of *Bacillus* spp. from public hospital environments in South Africa. *Microbial Drug Resistance*, 27(12), 1657–1667.

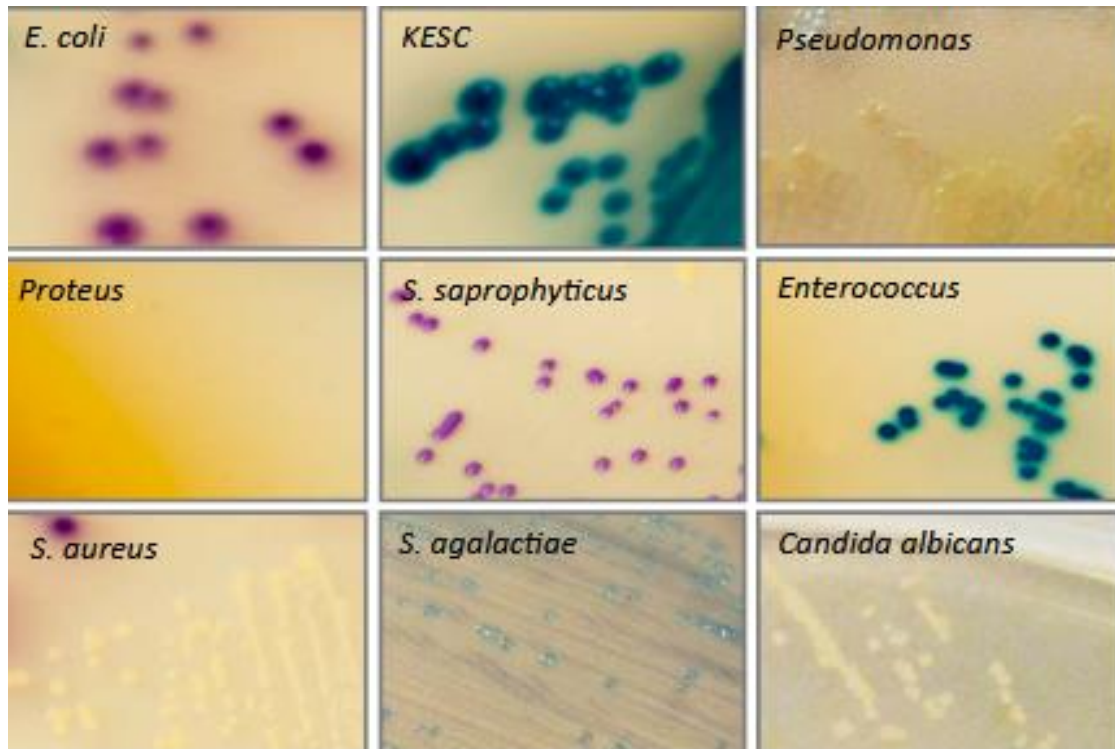
38. Mishra, A., Aggarwal, A., & Khan, F. (2024). Medical device-associated infections caused by biofilm-forming microbial pathogens and controlling strategies. *Antibiotics*, 13(7), 623.
39. Modak, S., Mane, P., & Patil, S. (2025). A comprehensive phenotypic characterization of biofilm-producing coagulase-negative staphylococci: Elucidating the complexities of antimicrobial resistance and susceptibility. *Cureus*, 17(2), e12345.
40. Nicolosi, D., Cinà, D., Di Naso, C., D'Angeli, F., Salmeri, M., & Genovese, C. (2020). Antimicrobial resistance profiling of coagulase-negative staphylococci in a referral center in South Italy: A surveillance study. *The Open Microbiology Journal*, 14, 91–96.
41. Opoku-Asare, B., Boima, V., Ganu, V. J., Aboagye, E., Asafu-Adjaye, O., Asare, A. A., et al. (2023). Catheter-related bloodstream infections among patients on maintenance haemodialysis: A cross-sectional study at a tertiary hospital in Ghana. *BMC Infectious Diseases*, 23, 664.
42. Otter, J. A., Yezli, S., Salkeld, J. A. G., & French, G. L. (2013). Evidence that contaminated surfaces contribute to the transmission of hospital pathogens and an overview of strategies to address contaminated surfaces in hospital settings. *American Journal of Infection Control*, 41(5), S6–S11.
43. Otto, M. (2009). *Staphylococcus epidermidis*—the ‘accidental’ pathogen. *Nature Reviews Microbiology*, 7(8), 555–567.
44. Otto, M. (2010). Staphylococcus colonization of the skin and antimicrobial peptides. *Expert Review of Dermatology*, 5(2), 183–195.
45. Osório, N., Oliveira, V., Costa, M. I., Santos-Costa, P., Serambeque, B., Gama, F., Adriano, D., Graveto, J., Parreira, P., & Salgueiro-Oliveira, A. (2023). Short peripheral venous catheters contamination and the dangers of bloodstream infection in Portugal: An analytic study. *Microorganisms*, 11(3), 1–15.
46. Qu, Y., Daley, A. J., Istivan, T. S., Garland, S. M., & Deighton, M. A. (2010). Antibiotic susceptibility of coagulase-negative staphylococci isolated from very low birth weight babies: Comprehensive comparisons of bacteria at different stages of biofilm formation. *Annals of Clinical Microbiology and Antimicrobials*, 9, 16.

47. Raad, I., Costerton, W., Sabharwal, U., Sacilowski, M., Anaissie, E., & Bodey, G. P. (2007). Intravascular catheter-related infections: Advances in diagnosis, prevention, and management. *The Lancet Infectious Diseases*, 7(9), 645–657.
48. Rodríguez-Acelas, A. L., de Abreu Almeida, M., Engelman, B., & Cañon-Montañez, W. (2017). Risk factors for health care-associated infection in hospitalized adults: Systematic review and meta-analysis. *American Journal of Infection Control*, 45(12), 1436–1444.
49. Russotto, V., Cortegiani, A., Raineri, S. M., & Giarratano, A. (2015). Fontaces bactériennes des surfaces et équipements inanimés dans l'unité de soins intensifs. *Journal des Soins Intensifs*, 3, 54.
50. S., Dissanayake, T., Kottahachchi, J., Namali, D., Gunasekara, S., Wijesinghe, G., Dilrukshi, N., & Weerasekera, M. (2023). Biofilm formation and antibiotic resistance among coagulase-negative *Staphylococcus* species isolated from central venous catheters of intensive care unit patients. *Indian Journal of Medical Microbiology*, 42, 71–76.
51. Saadi, S., Allem, R., Sebahia, M., Merouane, A., & Bakkali, M. (2022). Bacterial contamination of neglected hospital surfaces and equipment in an Algerian hospital: An important source of potential infection. *International Journal of Environmental Health Research*, 32(6), 1–12.
52. Sabzehali, F., Gudarzi, M., & Goudarzi, H. (2015). Détermination de la résistance aux antibiotiques dans les isolats cliniques de staphylocoques à coagulase négative provenant de patients hospitalisés dans certains hôpitaux de Téhéran. *Archives des Avancées en Biosciences*, 6(2), 31–37.
53. Sato, A., Nakamura, I., Fujita, H., Tsukimori, A., Kobayashi, T., Fukushima, S., Fujii, T., & Matsumoto, T. (2017). L'infection sanguine liée à un cathéter veineux périphérique est associée à des complications graves et potentiellement mortelles : étude observationnelle rétrospective. *BMC Infectious Diseases*, 17, 434–439.
54. Sebre, S., Abegaz, W. E., Seman, A., Awoke, T., Desalegn, Z., Mihret, W., Mihret, A., & Abebe, T. (2020). Bacterial profiles and antimicrobial susceptibility pattern of isolates from inanimate hospital environments at Tikur Anbessa Specialized Teaching Hospital, Addis Ababa, Ethiopia. *Infection and Drug Resistance*, 13, 1–12.

55. Severn, M. M., & Horswill, A. R. (2023). *Staphylococcus epidermidis* and related coagulase-negative staphylococci as opportunistic pathogens. *Nature Reviews Microbiology*, 21(2), 97–111.
56. Sood, G., & Perl, T. M. (2006). *Agrobacterium radiobacter* bacteremia associated with a central venous catheter. *Infection*, 34(2), 87–89.
57. Tappe, D., Schulze, M. H., Ott, A., & Lütgehetmann, M. (2008). *Rhizobium radiobacter* sepsis in a neonate. *Journal of Medical Microbiology*, 57(7), 889–891.
58. Tappe, D., Schulze, M. H., Ott, A., & Lütgehetmann, M. (2008). *Rhizobium radiobacter* sepsis in a neonate. *Journal of Medical Microbiology*, 57(7), 889–891.
59. Wang, L., Qiao, L., Shen, J., & Yu, Y. (2019). Clinical and microbiological characteristics of *Sphingomonas paucimobilis* infections in a tertiary hospital. *Journal of International Medical Research*, 47(1), 353–363.
60. Wilks, S. A., Koerfer, V. V., Prieto, J. A., Fader, M., & Keevil, C. W. (2021). Biofilm development on urinary catheters promotes the appearance of viable but nonculturable bacteria. *mBio*, 12(2), e03584-20.
61. World Health Organization. (2023). *Global Antimicrobial Resistance and Use Surveillance System (GLASS) report*.

Annexes

Annexe 1 : Aspect des bactéries sur le CHROM-Agar™ Orientation.



Annexe 2 : Antibiotiques testés vis-à-vis des souches isolées.

Famille	Antibiotiques	Concentrations
Aminoglycosides	Gentamicine (GN)	10µg
	Tobramycine (TOB)	10µg
Bêta-lactamines	Amoxycilline (AMX)	2µg
	Amoclan (AUG)	3µg
	Aztréonam (AT)	30µg
Fluoroquinolones	Ciprofloxacine (CIP)	5µg

Famille	Antibiotiques	Concentrations
Aminoglycosides	Gentamicine (GN)	10µg
	Tobramycine (TOB)	10µg
Bêta-lactamines	Oxacilline (OX)	1µg
	Penicilline G (P)	1µg
	Céphalothine (KF)	30µg
Fluoroquinolones	Ciprofloxacine (CIP)	5µg

