

Faculté des sciences de la Nature et de la Vie
Département de Microbiologie
Spécialité Microbiologie Fondamentale



Réf :

Mémoire de Fin de Cycle
En vue de l'obtention du Diplôme

MASTER

Thème

**Evaluation de la contamination des cathéters au
*CHU Khelil Amrane de Bejaia***

Présenté par :

Bouchebbah Katia et Ighammar Cylia

Soutenu le : **2 juillet 2025**

Devant le jury composé de :

Mme ZENATI Karima	MCA	Présidente
Mme MOUICI Kahina	MCB	Promotrice
Mme TAFOUKT Rima	MCB	Examinatrice

Année universitaire : 2024/2025

REMERCIEMENT

Avant toute chose, nous tenons à exprimer notre plus profonde gratitude à ALLAH Tout-Puissant, pour la force, la patience et la persévérance qu'Il nous a accordées tout au long de ce travail. Sans Sa volonté, rien n'aurait été possible.

Nous exprimons notre sincère reconnaissance à notre encadrante, Madame MOUICI KAHINA, pour son accompagnement bienveillant, sa disponibilité et ses précieux conseils. Sa rigueur et ses encouragements ont grandement contribué à la qualité de ce mémoire.

Nous remercions également les membres du jury Madame TAFOUKT et Madame ZENATI, pour le temps consacré à l'évaluation de ce travail et leurs remarques constructives qui enrichiront notre parcours.

Nous exprimons également notre gratitude au laboratoire de microbiologie, notamment à Madame KERRACHE LYDIA et Madame TABET SOUHILA, pour leur accompagnement technique et la mise à disposition du matériel nécessaire à la réalisation des analyses.

Nos remerciements vont à Monsieur BOUKHALFA FARID, chef de département, ainsi qu'à tous les enseignants de la Faculté SNV, pour la qualité de l'enseignement reçu tout au long de notre parcours universitaire.

Nos remerciements s'adressent aussi à l'ensemble du personnel du CHU Khelil Amrane, en particulier à Monsieur MEHDI ATHMENE, chef de service, pour leur accueil, leur collaboration et leur soutien. Merci aux infirmiers et personnels de santé pour leur implication et leur précieuse aide sur le terrain.

Nous remercions chaleureusement Madame SAIDANI KARIMA et Monsieur AKDIM ABDELGHANI, pour leur aide précieuse, leurs conseils et leur disponibilité durant ce projet.

Enfin, merci à toutes les personnes qui, de près ou de loin, ont contribué à la réalisation de ce modeste travail.

Dédicace

Avant tout personne, mon profond remerciement à Dieu de m'avoir donné le courage, la patience et la volonté nécessaires pour mener à bien ce travail.

Je dédie ce mémoire à :

Je rends hommage à mon père (paix à son âme), dont le souvenir m'accompagne à chaque étape de ma vie. Que ce modeste travail traduise tout l'amour et la reconnaissance que le lui porte.

Ma très chère mère, celle qui m'a donné la vie. Ton amour m'enveloppe, ta bienveillance m'éclaire, et ta force silencieuse a toujours été mon pilier. Ce travail tu es aussi dédié, en reconnaissance de tous les sacrifices que tu as faits pour moi.

Je dédie également ce travail à mon frère Billal et mes sœurs Sarah et Tinhinane, dont l'affection sincère et les encouragements constants ont été une source précieuse de motivation.

A mes chères ami(e)s : Houda, Sarah, Zahia, Nafissa, Nabil et Youcef, merci pour votre amitié sincère, vous avez été bien plus que des compagnes de route : vous avez été des confidentes, des piliers, des sources de lumière dans les moments sombres. Chacun de vous, à sa manière, a su m'apporter un souffle d'encouragement quand j'en avais le plus besoin. Votre présence dans ma vie est un cadeau précieux.

A mon binôme, je remercie sincèrement pour ton sérieux, ton engagement et ta collaboration précieuse tout au long de ce mémoire. Ton esprit d'équipe, ta rigueur et ton soutien ont grandement contribué à la réussite de ce travail.

Cylia

Dédicace

À mon père,

Ce travail t'est dédié, à toi qui es mon pilier, mon modèle de sagesse et de force. Toujours présent dans les moments difficiles, tu m'as donné confiance et stabilité grâce à ton amour discret et constant. Chaque étape franchie porte l'empreinte de tes sacrifices. Que cette réussite soit le reflet de ma profonde reconnaissance envers toi.

À ma mère,

Maman, ton amour inconditionnel, ta douceur et ton soutien m'ont portée tout au long de ce chemin. Tu as cru en moi même dans mes moments de doute. Que Dieu te garde et t'accorde la récompense de tout ce que tu as fait pour moi.

À ma sœur et à mes frères,

Merci pour votre amour fraternel, votre soutien et votre motivation. Djahida, ta tendresse et ton écoute m'ont beaucoup aidée dans les moments de faiblesse. Zindine et Habib, votre fierté et votre force silencieuse m'ont donné l'élan nécessaire pour avancer. Vous avez été mes piliers dans l'ombre.

À ma famille,

Un grand merci à tata Siham, ma grand-mère Saliha, et à tous mes oncles, tantes, cousins et cousines. Votre affection, vos prières et votre bienveillance ont accompagné chaque étape de ce travail.

À mes précieux amis : Inès, Tina, Wassila, Myriem, Ilhem et Rafik, Merci pour votre présence, vos encouragements et les moments de complicité. Vous avez rendu ce parcours plus doux et plus riche. Votre amitié est un véritable trésor.

À ma binôme,

Merci d'avoir partagé ce travail avec moi avec tant de sérieux, de patience et de bienveillance. Ton engagement, ton écoute et ta bonne humeur ont fait de cette expérience une belle aventure humaine et scientifique. Je suis reconnaissante de t'avoir eue à mes côtés et te souhaite le meilleur pour la suite.

KATIA

Table des matières

Listes des abréviations

Liste de figure

Liste des tableaux

Introduction.....1

Chapitre I : Synthèse bibliographique

I. Infections nosocomiales.....3

I.1.1. Définition de l'infection.....3

I.1.2. Infections nosocomiales3

I.1.3. Différents types infections nosocomiales.....3

I.1.3.1. Infections urinaires3

I.1.3.2. Infections sur le site opératoire4

I.1.3.3. Pneumopathie nosocomiale.....4

I.1.3.4. Infection sur cathéter vasculaire.....5

I.1.3.5. Bactériémies nosocomiales.....5

I.2. Infections liées aux cathéters.....6

I.2.1. Définition de cathéter6

I.2.2. Différents types de cathéters.....6

I.2.2.1. Cathétérisme veineux CV.....6

II.2.2.2. Cathétérisme périphérique CVP.....7

II.2.2.3. Cathétérisme veineux central (CVC).....8

I.2.3. Type d'infections liées aux cathéters.....8

I.2.3.1. Bactériémies liées aux cathéters.....8

I.2.3.2. Infections non bactériémiques.....9

I.2.4. Germes responsables des infections sur cathéter.....	9
I.2.5. Facteurs de risque des infections associées aux cathéters.....	9
I.2.6. Physiopathologie des infections liées aux cathéters.....	10
I.2.6.1. Colonisation par voie endoluminale.....	11
I.2.6.2. Colonisation par voie extra luminale.....	11
I.2.6.3. Colonisation par voie hématogène.....	11
I.2.7. Mesures de prévention des infections liées aux cathéters.....	11
I.2.7.1. Principes fondamentaux.....	12
I.2.7.2. Pratiques professionnelles.....	12
I.2.7.3. Environnement de soins.....	12
I.2.7.4. Hygiène des mains et gestes barrières.....	12
I.3. Biofilms.....	13
I.3.1. Historique.....	13
I.3.2. Définition.....	13
I.3.3. Étapes de formation de biofilm.....	14
I.3.3.1. Conditionnement de la surface.....	14
I.3.3.2. Adhésion.....	14
I.3.3.3. Formation de microcolonies et production d'exopolysacchrides.....	14
I.3.3.4. Maturation de bio film.....	14
I.3.3.5. Détachement.....	15
I.4. Résistance aux antibiotiques.....	15

Chapitre II : Matériel et méthodes

II.1. Lieu et période d'étude.....	17
II.2. Prélèvement.....	17

II.3. Isolement.....	18
II.4. Identification.....	18
II.4.1. Coloration de Gram.....	18
II.4.2. Recherche de coagulase	19
II.4.3. Recherche de la production d'indole sur milieu urée-indole	20
II.4.4. Recherche de la nitrate réductase	20
II.4.5. Recherche de la fermentation des sucres sur le milieu TSI.....	21
II.4.6. Recherche de la fermentation du mannitol sur le milieu mannitol-mobilité.....	22
II.4.7. Recherche de la fermentation du citrate sur le milieu citrate de Simmons	23
II.4.8. Recherche de catalase	23
II.5. Evaluation de la formation de biofilm par la méthode du Congo Red Agar (CRA).....	24
II.5.1. Protocole expérimental.....	25
II.6. Test de sensibilité aux antibiotiques	25
II.6.1. Préparation de l'inoculum	26
II.6.2. Ensemencement	26
II.6.3. Application des disques.....	27
II.6.4. Lecture des résultats.....	27

Chapitre III : Résultats et discussion

III.1. Prélèvement.....	28
III.2. Répartition les patients selon le sexe	28
III.3. Répartition des souches bactériennes isolés	29
III.4. Répartition des isolats bactériens selon l'âges des patients.....	30
III.5. Répartition des souches en fonction des dispositifs	32

III.6. Répartition des souches bactériennes selon les services.....33

III.7. Evaluation qualitative de la production du exopolysaccharide34

III.8. Etude de la sensibilité des souches aux antibiotiques.....36

Conclusion

Conclusion et prescriptives40

Références bibliographiques

Annexes

CHU : Centre Hospitalier Universitaire.

IAS : Infections associées aux soins.

BICS : les bactériémies liées aux cathéters.

PAV : Les pneumonies sous ventilation assistée.

TFPN : Très faible poids de naissance.

IU : Infection urinaire.

IU-CA : Infection urinaire associées aux cathéters.

ISO : Les infections du site opératoire.

OMS : Organisation Mondiale de la Santé.

CDC: Centers for Disease Control and Prevention.

HAP : Hospital-Acquired Pneumonia.

CVC : Cathétérisme veineux central.

CV : Cathétérisme veineux.

CVP : Cathétérisme veineux périphérique.

ILC : Les infections liées aux cathéters.

BLC : Les bactériémies liées aux cathéters.

ORL : oto-rhino-laryngologiste.

BLSE : Bêta-lactamases à spectre étendu.

SARM : *staphylococcus aureus* résistante à la méthiciline.

ERV : *Enterococcus faecium* résistante à la vancomycine.

EMB: Eosin Methylene Blue.

SCN : stapylocoque à coagulase négative.

TSI : Triple Sugar Iron.

CRA: Congo Red Agar.

BHIB: Brain heart infusion Broth.

CLSI: European Committee on Antimicrobial Susceptibility Testing.

EUCAST: Clinical and Laboratory Standards Institute.

CASFM : Comité de l'Antibiogramme de la société Françaises de Microbiologie.

- Figure 01** : Arborescence des divers types de cathétérisme.
- Figure 02** : Cathéters veineux périphérique (CVP).
- Figure 03** : Cathéter veineux central tri lumière.
- Figure 04** : Voies potentielle de contamination d'un cathéter.
- Figure 05** : les Principales étapes de la formation d'un biofilm.
- Figure 06** : Les types des prélèvements.
- Figure 07** : Désinfection et enrichissement des échantillons de cathéters.
- Figure 08** : Coloration de Gram.
- Figure 09** : Test de coagulase.
- Figure 10** : Test d'urée indole.
- Figure 11** : Test de nitrate réductase.
- Figure 12** : Test de TSI.
- Figure 13** : Test du mannitol mobilité.
- Figure 14** : Test de citrate de Simmons.
- Figure 15** : Test de catalase.
- Figure 16** : Le milieu de CRA.
- Figure 17**: Ensemencement du milieu par strie et la lecture.
- Figure 18** : les étapes de réalisation d'un antibiogramme.
- Figure 19** : Répartition des souches bactériennes selon les services.
- Figure 20** : Résultats du test CRA sur la production de biofilm.
- Figure 21** : Résultats de l'antibiogramme pour deux souches d'*E. coli*.

Tableau I : Répartition des prélèvements selon les services.

Tableau II : Répartition des souches bactériennes isolées.

Tableau III : Répartition des isolats bactériens selon l'âge des patients.

Tableau IV : Répartition des souches en fonction du type de cathéter.

Tableau V : Résultats de l'antibiogramme interprétés selon les critères EUCAST.

INTRODUCTION

L'hôpital, lieu de soins et de guérison, est aussi un environnement où le risque d'infection est particulièrement élevé. Chaque jour, patients, soignants et visiteurs y contribuent involontairement à la dispersion de micro-organismes sur les surfaces (poignées, interrupteurs, chaussures) et dans l'air, transformant l'établissement en un véritable réservoir de germes. Ce phénomène est d'autant plus préoccupant que les patients hospitalisés présentent souvent une santé fragilisée, les rendant plus sensibles aux infections (Tazi et al. 2011).

Parmi les infections associées aux soins (IAS), les infections nosocomiales occupent une place centrale en raison de leur fréquence, de leur gravité. Elles représentent un problème majeur de santé publique, aussi bien dans les pays industrialisés que dans les pays en développement, où la surveillance reste parfois insuffisante (Kakupa et al. 2016).

Une grande partie de ces infections résulte de l'utilisation de dispositifs médicaux invasifs tels que les cathéters veineux, les sondes urinaires, les drains ou les dispositifs d'intubation. Ces instruments, bien qu'indispensables à la médecine moderne, offrent un accès direct à l'intérieur du corps humain et peuvent donc être rapidement colonisés par des bactéries, notamment à partir de la peau ou l'environnement hospitalier (Kakupa et al. 2016).

L'utilisation de cathéters s'accompagne souvent d'un risque important d'infections. Selon la littérature jusqu'à 90,5% des bactériémies primaires associées à un cathéter sont liées à des cathéters centraux, avec une proportion significative associée aux cathéters veineux périphériques (Arjun et al. 2023). Ces infections sont d'autant plus graves dans la mesure où les germes responsables sont capables de former des biofilms, qui protègent les bactéries des traitements antimicrobiens, rendant les infections persistantes et difficiles à éradiquer (Canguipanchi et al. 2022, Ezzariga et al. 2025).

La résistance aux antibiotiques représente un enjeu critique dans les hôpitaux, en particulier dans les services à haut risque comme les soins intensifs, où l'usage de dispositifs invasifs comme les cathéters est courant (Loaiza et al. 2023). L'administration inappropriée et répétée d'antibiotiques y favorise l'émergence de bactéries multirésistantes, rendant les infections plus difficiles à traiter (Agyeman et al. 2022). Cette situation entraîne un allongement des hospitalisations et une hausse considérable des coûts de santé (Hosein et al. 2002).

Face à cette situation, l'examen microbiologique des dispositifs médicaux utilisés s'avère essentiel. Il permet non seulement d'identifier les bactéries responsables des infections, mais aussi de déterminer leur profil de sensibilité aux antibiotiques.

C'est dans ce contexte que s'inscrit notre étude, menée à l'hôpital Khellil Amrane de Bejaia, qui vise à :

Étudier la contamination des cathéters par certaines bactéries chez les malades ayant séjournés dans les différents services (réanimation ; neurologie ; cardiologie ; les urgences), et ce en procédant comme suit :

- Récolter les cathéters utilisés chez des patients hospitalisés.
- Identifier les bactéries contaminant ces dispositifs.
- Tester la capacité des souches isolées à former des biofilms.
- Evaluer leur sensibilité à différentes familles d'antibiotiques.

CHAPITRE I :
Synthèse
bibliographique

I.1. Infections nosocomiales

I.1.1. Définition de l'infection

L'infection résulte de l'attaque d'un organisme par un micro-organisme pathogène et est toujours précédée d'une phase de colonisation. Celle-ci survient après un premier contact entre le micro-organisme et l'hôte. Lors de soins, de nombreux contacts directs ou indirects peuvent avoir lieu par le biais des mains, des surfaces ou des dispositifs médicaux (Meunier, 2022).

I.1.2. Infections nosocomiales

Aussi appelées infections associées aux soins (IAS), sont provoquées par des micro-organismes présents en milieu hospitalier et transmis soit par contact direct, soit par des vecteurs passifs. Les plus courantes concernent l'utilisation de dispositifs médicaux, comme les bactériémies liées aux cathéters (BICS) et les pneumonies sous ventilation assistée (PAV), qui touchent particulièrement les nourrissons de très faible poids de naissance (TFPN) (Cernada et al., 2024).

L'incidence des infections nosocomiales augmente en raison de l'extension des procédures invasives de diagnostic et thérapeutiques. Les principaux facteurs de risque incluent la fragilité du nouveau-né, la durée d'hospitalisation, l'utilisation de dispositifs invasifs, l'environnement hospitalier et l'usage excessif d'antibiotiques à large spectre. Le profil bactériologique varie d'un service à l'autre, d'un hôpital à l'autre et d'un pays à l'autre (Habzi et al. 2001).

I.1.3. Différents types d'infections

I.1.3.1. Infections urinaires

Les infections urinaires (IU) sont des pathologies fréquentes dues à une colonisation bactérienne des voies urinaires (Gad et al. 2021). Elles constituent la deuxième infection bactérienne la plus courante chez l'enfant et représente un enjeu de santé publique majeur face à l'augmentation des résistances aux antibiotiques (Millner & Becknell, 2019).

Chez les nouveau-nés, les infections urinaires (IU) sont plus fréquentes chez les garçons, tandis qu'elles prédominent chez les filles à un âge plus avancé (Hoen et al., 2021), souvent associées à des germes tels que *E. coli*, *Enterococcus spp.*, *Pseudomonas spp.* et *Klebsiella spp.* (Davies et al., 1992). En milieu hospitalier, chez les adultes, les IU sont souvent liées à

l'utilisation prolongée des sondes urinaires, favorisant les infections urinaires associées au cathéter (IU-CA) (Gad et al. 2021), causées par des bactéries parfois multi-résistantes telles que *E. coli*, *K. pneumoniae*, *P. mirabilis* et *S. aureus* (Danchaivijitr et al., 2005).

Les infections urinaires sont favorisées par des facteurs de risque tels que les malformations urogénitales, le reflux vésico-urétéral, les troubles urinaires, l'obésité et l'utilisation prolongée de cathéters. Leur prévention repose sur une hygiène rigoureuse, un bon usage des antibiotiques et la limitation des dispositifs invasifs (Hoen et al., 2021) .

I.1.3.2. Infections du site opératoire

L'infection du site opératoire (ISO) est une complication post-chirurgicale survenant dans les 30 jours suivant l'intervention, ou jusqu'à un an en cas d'implantation de matériel, affectant différentes couches tissulaires (Owens et al . 2008). Elle constitue une source importante de morbidité et de mortalité, prolongeant l'hospitalisation et augmentant les coûts de soins (Berríos-Torres et al. 2017). Les principaux facteurs de risque incluent l'état du patient (diabète, obésité, âge, immunodépression) (Cheadle, 2006), des facteurs liés à la chirurgie, tels que la durée prolongée de l'intervention, l'utilisation de drains, les pertes sanguines importantes, et des paramètres chirurgicaux comme la durée opératoire ou l'usage de drains (Marzoug et al. 2023) .

La prévention repose sur une combinaison de mesures: hygiène stricte, antiseptie, antibioprofylaxie, contrôle glycémique et maintien de la normothermie (Berríos-Torres et al. 2017) . Des recommandations officielles telles que celles du CDC ou de l'OMS insistent sur des protocoles standardisés et une approche multidisciplinaire (O'Hara et al. 2018).

I.1.3.3. Pneumopathie nosocomiale

La pneumonie nosocomiale, ou pneumonie acquise à l'hôpital (HAP), est une infection pulmonaire survenant au moins 48 heures après l'hospitalisation, et constitue une cause importante de morbidité et de mortalité en milieu hospitalier, notamment en soins intensifs (Shebl et al. 2025). Elle est favorisée par plusieurs facteurs comme l'intubation, la ventilation mécanique prolongée, la position allongée, une mauvaise hygiène buccale, une antibiothérapie récente, ou encore une hospitalisation prolongée (Myrianthefs et al., 2004).

Le diagnostic repose sur des signes cliniques (fièvre, toux, dyspnée) associés à des anomalies radiologiques et confirmé par des cultures microbiologiques (Bonten et al. 2000).

Sa prévention s'appuie sur des mesures simples comme l'hygiène des mains, le positionnement du patient, la réduction de la ventilation, et une bonne gestion des antibiotiques (Bonten et al. 2000).

I.1.3.4. Infection sur cathéter vasculaire (CV)

Les infections liées aux CV constituent une cause importante d'infections nosocomiales, augmentant notablement la morbidité, la mortalité et les coûts hospitaliers (Chaves et al., 2018). Le diagnostic repose sur des critères cliniques (fièvre, érythème, suppuration) associés à des preuves microbiologiques, notamment l'isolement d'un même pathogène dans les hémocultures et à l'extrémité du cathéter (Chaves et al., 2018).

Une septicémie liée au cathéter est suspectée lorsque des signes de sepsis apparaissent chez un patient porteur d'un cathéter veineux central (CVC) ou dans les 48 heures suivant son retrait, nécessitant une prise en charge rapide (Lafuente Cabrero et al., 2023).

La prévention repose sur l'application stricte de mesures d'asepsie à l'insertion, l'usage de barrières stériles, la désinfection cutanée rigoureuse et une manipulation appropriée des dispositifs (Rupp et al. 2016). L'adoption de cathéters imprégnés d'antiseptiques, tels que la chlorhexidine ou la sulfadiazine d'argent, s'est révélée efficace pour réduire les taux d'infection (Maki et al., 1997).

I.1.3.5. Bactériémies nosocomiales

Les bactériémies nosocomiales sont des infections sanguines contractées dans un établissement de santé, souvent associées à des dispositifs invasifs tels que les cathéters veineux centraux. Elles représentent une cause majeure de morbidité et de mortalité hospitalière (Seringe, 2017).

Le diagnostic repose sur des signes cliniques tels que la fièvre, les frissons et le malaise, associés à des hémocultures positives. Il est essentiel de diagnostiquer rapidement ces infections pour prévenir des complications graves telles que l'endocardite ou des métastases septiques (Peek-Asa et al., 2001).

La prévention des bactériémies nosocomiales repose sur des mesures rigoureuses d'hygiène, notamment l'asepsie lors de l'insertion des dispositifs, la désinfection appropriée de la peau, et la surveillance régulière des sites d'insertion. La sensibilisation continue du personnel

soignant est également essentielle pour réduire l'incidence de ces infections (Mudrik-Zohar et al., 2023).

I.2. Infections liées aux cathéters

I.2.1. Définition de cathéter

Un cathéter, dérivant du terme grec « Kathiénai » signifiant « plonger », désigne un tube de dimensions variable, flexible ou rigide, fabriqué en métal, verre, caoutchouc, gomme ou matière plastique (bazartagency, 2024) .

Un cathéter est un tube fin qui peut être souple ou rigide, inséré dans le corps à des fins médicales variées (Feneley et al. 2015). Il peut servir à administrer des liquides, des médicaments ou des agents de contraste, à drainer des fluides comme l'urine ou le sang, à mesurer la pression dans différents organes, ou encore à faciliter l'observation des vaisseaux sanguins ou des voies respiratoires lors d'examens d'imagerie médicale (Liu et al., 2019). Il constitue un dispositif invasif dont la pose nécessite une technique rigoureuse et des conditions d'asepsie strictes afin de limiter les risques de complications, notamment infectieuses (Boucly et al., 2016).

I.2.2. Différents types de cathéters

Les cathéters peuvent être classés en fonction de leur emplacement dans le corps ou de leur mode d'utilisation.

I.2.2.1. Cathétérisme veineux (CV)

Consiste à insérer un cathéter, qu'il soit court ou long, à lumière unique ou multiple, dans le système veineux par voie transcutanée ou via une intervention chirurgicale (figure 01).

Ce procédé peut concerner deux types de veines :

- Les veines superficielles, ce qui correspond au cathétérisme veineux périphérique.

- Les troncs veineux profonds, ce qui relève du cathétérisme veineux central (Jabaley et al., 2022)

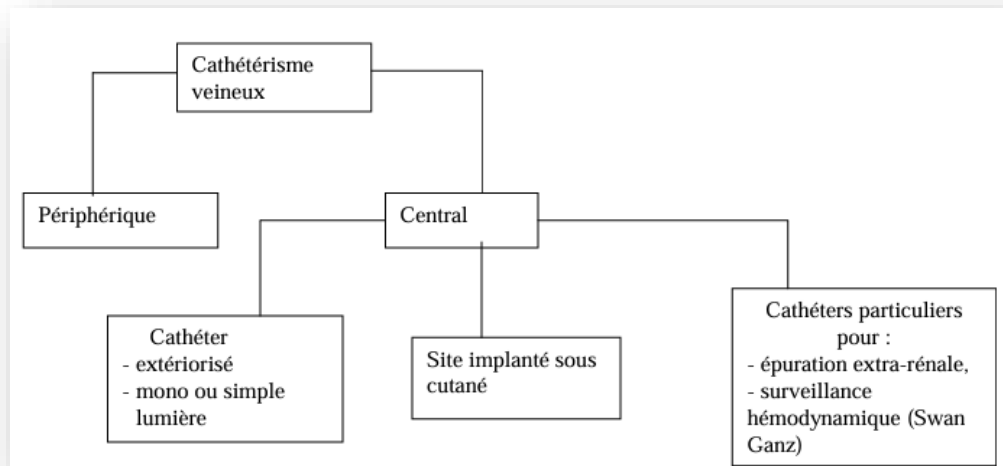


Figure 01 : Arborescence des divers types de cathétérisme (C. CLIN Paris-Nord- Octobre 2001)

I.2.2.2. Cathétérisme veineux périphérique (CVP)

Les cathéters périphériques sont insérés dans une veine périphérique, généralement au niveau du bras ou de la main. Ils servent à administrer des traitements intraveineux et à effectuer des prélèvements sanguins (figure 02) (Jabaley et al., 2022).

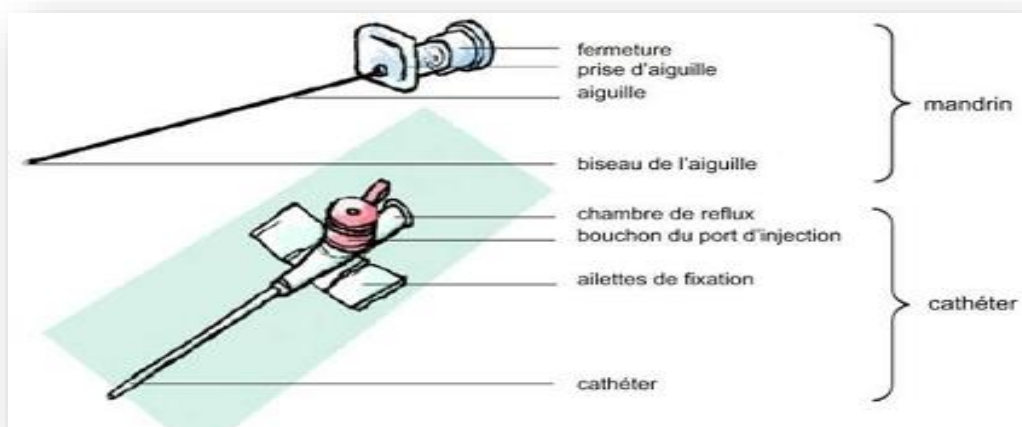


Figure 02 : Cathéters veineux périphérique (CVP) (AMIRAT Sarah. 2024).

I.2.2.3. Cathétérisme veineux central (CVC)

Les cathéters centraux (figure 03) sont des cathéters qui sont insérées dans une veine centrale, généralement dans la poitrine ou le cou. Ils sont utilisés pour administrer des traitements par voie intraveineuse et réaliser des prélèvements sanguins (Jabaley et al., 2022).

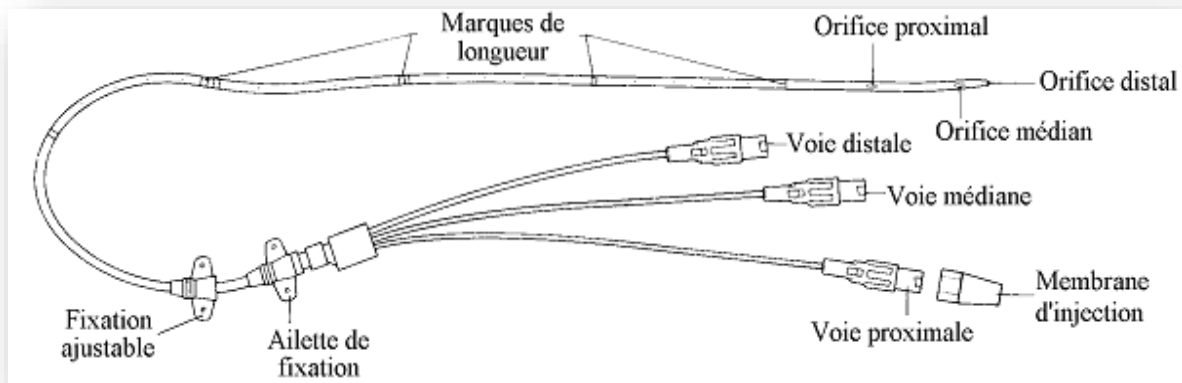


Figure 03 : Cathéter veineux central tri lumière (Infirmier.net).

I.2.3. Types d'infections liées aux cathéters

Les infections liées aux cathéters (ILC) désignent l'ensemble des infections associées à l'utilisation de cathéters vasculaires, englobant aussi bien les infections locales au site d'insertion que les infections systémiques. Ces infections peuvent concerner tous types de cathéters, qu'ils soient périphériques, centraux ou implantables (Mermel et al., 2009). Le diagnostic repose sur l'identification des signes cliniques locaux ou généraux associés à des prélèvements microbiologiques positifs issus du cathéter ou du sang (Manian, 2009).

I.2.3.1. Bactériémies liées au cathéter (BLC)

Les bactériémies liées aux cathéters (BLC) sont des infections correspondant à la présence d'une infection au site du cathéter intravasculaire associée à une présence de micro-organismes pathogènes dans le sang, pouvant entraîner des complications sévères. Le diagnostic repose sur la culture positive du sang et du cathéter, ainsi que sur des critères cliniques d'infection, comme la fièvre, les frissons, ou l'apparition de signes inflammatoires au site d'insertion. La prise en charge implique souvent le retrait du cathéter infecté combiné à une antibiothérapie adaptée selon l'agent infectieux identifié (Raad et al. 2004).

I.2.3.2. Infections non bactériémiques

Les infections non bactériémiques liées aux cathéters regroupent les infections localisées au site d'insertion ou dans le tunnel sous-cutané, sans dissémination bactérienne dans le sang. Ces infections se manifestent souvent par une inflammation locale, une rougeur, une douleur ou un écoulement purulent. Le diagnostic repose sur l'examen clinique et la culture du matériel prélevé au niveau du site infecté. Le traitement consiste en, des soins locaux, une antibiothérapie locale ou systémique, et parfois le retrait du cathéter, selon la sévérité (Ichikawa et al., 2005).

I.2.4. Germes responsables des infections sur cathéters

Les germes majeurs à l'origine des infections nosocomiales appartiennent à la flore hospitalière composée de la flore des patients et du personnel soignant, ainsi que les germes présents naturellement dans l'environnement, notamment dans les sols et sur les circuits d'alimentation, des approvisionnements en eau, etc (Bonadonna et al. 2017).

La fréquence de ces infections varie selon les pays, en fonction de l'écologie locale, et est influencée par les épidémies hospitalières de germes multirésistants : essentiellement les Staphylocoques à coagulase négative, *Staphylococcus aureus*, *Enterococcus spp*, les Bacilles gram-négatifs (*Escherichia coli*, *Enterobacter*, *Klebsiella pneumoniae*, *Pseudomonas aeruginosa*) (McDonald et al., 2018).

L'origine de ces germes peut être :

- *Escherichia coli* vit naturellement dans les intestins de chacun (Conway et al. 2015).
- *Staphylococcus aureus* présent dans la muqueuse du nez, de la gorge et sur le périnée d'environ 15 à 30% des individus (Sakr et al., 2018).
- *Enterococcus faecalis* une autre bactérie naturellement présente dans les intestins (Krawczyk et al., 2021).
- *Pseudomonas aeruginosa* présente dans les sols et en milieu humide (robinets, tuyauteries...) (Lalancette et al., 2017).

I.2.5. Facteurs de risque des infections associées aux cathéters

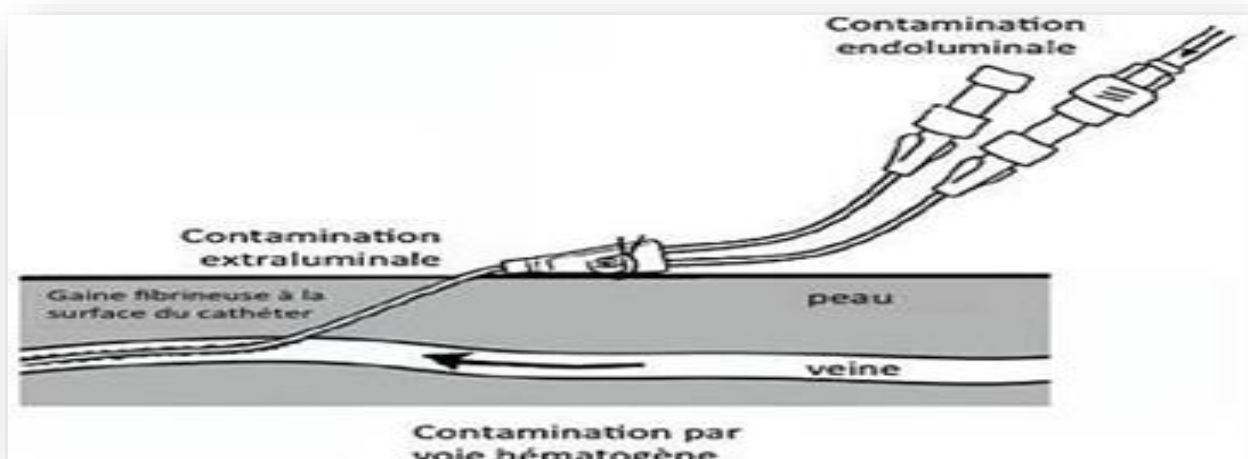
Les risques de contamination du cathéter sont étroitement liés à plusieurs facteurs, tant concernant le patient que son environnement.

Les facteurs liés au patient jouent un rôle clé, par exemple (Pandit et al., 2021):

- Les patients en bas âge (moins d'un an) ou âgés de plus de 60 ans sont particulièrement vulnérables en raison de leur extrême fragilité.
- La dénutrition et l'immunodépression induite par la chimiothérapie augmentent également le risque, car elles affaiblissent les défenses naturelles de l'organisme et rendent plus difficile la lutte contre les infections.
- Le risque infectieux est accru avec les cathéters veineux centraux, en particulier lorsqu'ils possèdent plusieurs lumières ou restent en place trop longtemps. L'utilisation de solutions irritantes ou nutritives favorise également la prolifération microbienne. Ce danger est renforcé par une hygiène des mains négligée, des gestes inadaptés lors des soins, un entretien insuffisant du pansement ou des tubulures, ainsi qu'un environnement hospitalier mal contrôlé ou exposé à des épidémies (Espinasse et al. 2010).

I.2.6. Physiopathologie des infections liées aux cathéters

Pour les cathétérismes de courte durée, la colonisation cutanée le long du trajet sous-cutané du cathéter est la voie d'infection la plus fréquente (figure 04). Cette complication survient souvent au moment de l'insertion et peut être évitée par une asepsie rigoureuse (Miller



et al. 2012). Elle résulte de la migration des bactéries depuis le site cutané jusqu'à la base du cathéter, sans forcément impliquer sa surface extérieure (Eggimann et al. 2003).

Figure 04 : Voies potentielle de contamination d'un cathéter (Mimoz et al. 2001).

L'infection par les bactéries présentes sur les mains du personnel médical, qui vient contaminer le pavillon du cathéter lors de la manipulation de la ligne veineuse, est la principale voie d'infection des cathéters à long terme. Elle peut, de manière exceptionnelle, être secondaire à l'administration de solutions contaminées. Cette situation est principalement attribuée à des staphylocoques à coagulase négative, qui reflètent la flore cutanée du personnel soignant (Del Rio-Pertuz et al. 2023).

Il existe trois mécanismes principaux de colonisation des cathéters à savoir :

I.2.6.1. Colonisation par voie endoluminale

Progresse graduellement du premier raccord du cathéter jusqu'à la veine. Ce phénomène découle généralement d'intervention septique sur les conduits du cathéter et est plus fréquent avec les cathéters de longue durée (>14jours), ainsi que ceux qui sont fréquemment manipulés, tels que les cathéters pour hémodialyse, les cathéters artériels pulmonaires et les cathéters artériels (Ling et al., 2023).

I.2.6.2. Colonisation par voie extra luminale

L'infection, d'origine cutanée, progresse le long de la surface externe du cathéter jusqu'au point d'entrée dans la circulation sanguine. Ce mécanisme concerne surtout les dispositifs de courte durée (moins de 14 jours) et représente la principale cause d'infection. Ainsi, les stratégies de prévention doivent prioritairement cibler la limitation de cette voie de contamination (Ling et al., 2023).

I.2.6.3. Colonisation par voie hématogène

Associée à environ 10% des infections liées aux cathéters dans les unités de soins intensifs. Elle se déroule au niveau du manchon de fibrine localisé à l'extrémité intravasculaire du cathéter (Ling et al., 2023).

I.2.7. Mesures de prévention des infections liées aux cathéters

Une stratégie intéressante à envisager est de limiter l'accroissement et l'adhérence des micro-organismes sur le cathéter.

Selon une étude récente, il existe plusieurs méthodes et celles qui se sont révélées efficaces sont décrites comme suit (Patel et al., 2023) :

I.2.7.1. Principes fondamentaux

- Elaboration et diffusion de protocoles actualisés.
- Formation continue sur les bonnes pratiques.
- Surveillance épidémiologique régulière.
- Usage raisonné des dispositifs invasifs.

I.2.7.2. Pratiques professionnelles

- Respect strict des protocoles lors de la pose et manipulation.
- Formation initiale et continue des soignants.
- Traçabilité et responsabilisation des actes.
- Signalement rapide des infections suspectées.

I.2.7.3. Environnement de soins

- Nettoyage et désinfection rigoureux des surfaces et matériels.
- Maintien de la propreté dans les zones de soins.
- Contrôle de la qualité de l'air dans les espaces critiques.
- Limitation des flux dans les zones sensibles.

I.2.7.4. Hygiène des mains et gestes barrières

- Lavage ou friction hydroalcoolique avant/après contact.
- Distributeurs accessibles de solution hydroalcoolique.
- Audits réguliers des pratiques.
- Intégration systématique dans les formations.

I.3. Biofilms

I.3.1. Historique

C'est à Leeuwenhoek (1683) qu'on attribue la découverte des biofilms, ayant observé la présence de communautés de micro-organismes sur ses propres dents.

- Zobell (1943) a démontré que dans l'environnement marin, le nombre de bactéries adhérant à un substrat dépasse largement la quantité de bactéries libres présentes dans la phase liquide.
- Jones (1969), qui a travaillé sur des filtres de station d'épuration a validé l'existence d'une matrice polysidique.
- Characklis (1973), a démontré que les dépôts microbiens établis dans les conduites d'eau des systèmes industriels montrent une résistance aux désinfectants.
- En 1978, Costerton et son équipe ont proposé la théorie des biofilms, avançant que ce mode de vie serait le plus couramment choisi par la majorité des micro-organismes (Sanchez-Contreras et al., 2007).

I.3.2. Définition

Le biofilm désigne une communauté structurée de micro-organismes indépendants, qui s'attachent à une surface biotique ou abiotique, comme les tissus organique, les dispositifs médicaux, les conduites d'eau potable ou encore les milieux aquatiques naturels (Mion et al., 2019). Ces micro-organismes sont incrustés dans une matrice extracellulaire qu'ils autoproduisent, qui assure à la fois une fonction d'adhésion et de protection (Pelling et al., 2019).

L'importance du biofilm dans certaines maladies infectieuses est maintenant clairement définie dans deux principaux contextes cliniques :

- Les maladies chroniques, dans lesquelles le biofilm joue un rôle dans la durabilité de l'infection (Mihai et al., 2015). Cela englobe particulièrement les troubles bucco-

dentaires et ORL, les endocardites infectieuses, les infections urinaires courantes ainsi que les infections de plaies chroniques (Mirzaei et al., 2020).

- Les infections dues à des dispositifs médicaux implantés ou invasifs, comme celles relatives aux valves cardiaques, aux prothèses orthopédiques, aux cathéters veineux, aux sondes urinaires ou même aux tubes d'intubation, ou le biofilm assure une protection bactérienne durable contre les traitements (Pathak et al. 2018).

Les biofilms sont des structures formées par des bactéries qui s'attachent aux surfaces des cathéters et deviennent très résistantes aux antibiotiques et au système immunitaire (Wijaya et al. 2023). Plusieurs bactéries sont capables de former ces biofilms, notamment *Staphylococcus epidermidis*, *Staphylococcus aureus*, *Enterococcus faecalis*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Escherichia coli* et *Klebsiella pneumoniae* (Cangui-Panchi et al. 2022). Ces infections apparaissent souvent lors de la pose ou la manipulation du cathéter. Une fois le biofilm installé, il est difficile à éliminer sans retirer le dispositif. La prévention repose donc sur une asepsie rigoureuse, un entretien soigné et une surveillance attentive du patient (Zhao et al., 2023).

I.3.3. Étapes de formation de biofilm

Le développement d'un biofilm suit un processus en plusieurs phases bien définies (figure 05) (Roux & Ghigo, 2006) :

I.3.3.1. Conditionnement de la surface

Lorsqu'une surface est immergée dans un milieu, elle est rapidement recouverte d'un film de macromolécules (protéines, glucides, ions) appelées film conditionnant. Ce film modifie les propriétés physico-chimiques de la surface, favorisant ainsi l'adhésion microbienne.

I.3.3.2. Adhésion

L'adhésion initiale des bactéries à la surface se fait en deux phases :

- **Adhésion réversible** : influencée par les forces de Van der Waals, les charges électriques et les caractéristiques environnementales comme le pH et la température.
- **Adhésion irréversible** : certaines cellules s'ancrent fermement et initient la communication intercellulaire (quorum sensing), ce qui favorise leur fixation définitive.

I.3.3.3. Formation de microcolonies et production d'exopolysaccharides

Une fois l'adhésion initiale établie, les bactéries se multiplient en microcolonies et synthétisent une matrice d'exopolysaccharides, qui confère stabilité et protection à la structure naissante du biofilm.

I.3.3.4. Maturation du biofilm

Le biofilm mûrit ensuite en une structure tridimensionnelle plus dense, riche en biomasse et en canaux nutritifs, favorisant la résistance aux antibiotiques et aux réponses immunitaires.

I.3.3.5. Détachement

Lors de la phase finale, certaines bactéries quittent le biofilm en réponse à des signaux de stress ou au vieillissement de la colonie, permettant la colonisation de nouvelles surfaces et la formation de nouveaux biofilms (Kaplan, 2010).

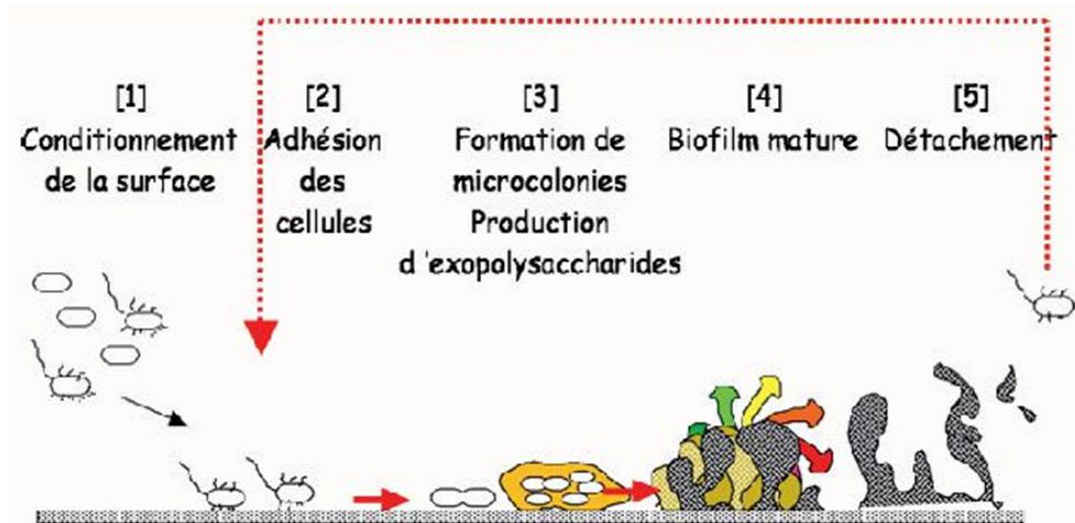


Figure 05 : Principales étapes de la formation d'un biofilm (Roux & Ghigo, 2006).

I.4. Résistance aux antibiotiques

L'antibiorésistance constitue un enjeu sanitaire majeur en milieu hospitalier, principalement en raison de l'usage excessif et inapproprié des antibiotiques. Cette pression sélective favorise l'émergence et la dissémination de souches bactériennes multirésistantes, en

particulier chez les patients porteurs de dispositifs invasifs tels que les cathéters (Bouhrour et al. 2024).

Les mécanismes de résistance impliqués incluent la production de β -lactamases (BLSE, carbapénémases), l'altération des cibles thérapeutiques, l'activation de systèmes d'efflux, et la diminution de la perméabilité membranaire, permettant aux bactéries de survivre malgré une pression antibiotique constante (Munita et al, 2016). Ces mécanismes de résistance se retrouvent chez de nombreux pathogènes responsables d'infections associées aux dispositifs médicaux, notamment :

- Chez les cocci à Gram positif, *Staphylococcus aureus* résistant à la méthicilline (SARM) est fréquemment retrouvé dans les infections de cathéters, nécessitant souvent un traitement par glycopeptides tels que la vancomycine (Burton et al., 2009).
- **les staphylocoques à coagulase négative** (SCN) commensaux cutanés, acquièrent souvent une résistance multiple, incluant les β -lactamines, macrolides et fluoroquinolones (García de Viedma et al., 2000).
- Parmi les bacilles à Gram négatif, *Klebsiella pneumoniae* et *Escherichia coli*, producteurs de BLSE ou de carbapénémases, affichent une résistance marquée aux β -lactamines et aux fluoroquinolones (Girometti et al., 2014).
- *Pseudomonas aeruginosa* se distingue par un arsenal de mécanismes de défense, incluant mutations de porines et efflux actif, le rendant difficile à traiter même avec des carbapénèmes (El Amin et al., 2005).
- *Acinetobacter baumannii*, souvent multirésistant, est également fréquemment rencontré; sa résistance élevée aux carbapénèmes en fait un pathogène problématique, nécessitant parfois la colistine comme dernier recours (Kyriakidis et al., 2021).
- *Enterococcus faecium* résistant à la vancomycine (ERV) pose un sérieux défi thérapeutique ; sa présence sur cathéters est préoccupante, car elle limite l'usage de glycopeptides et force le recours à des agents moins tolérés (Raad et al. 2005).

Ces souches résistantes, souvent abritées dans des biofilms, rendent inefficaces les traitements conventionnels et expliquent l'échec fréquent des antibiothérapies seules dans l'éradication des infections de cathéters (Chai et al., 2016).

Pour faire face à cette problématique, diverses stratégies de prévention ont été développées, comme l'utilisation de cathéters imprégnés d'agents antimicrobiens visant à limiter la colonisation bactérienne (Wang et al., 2018). Néanmoins, malgré ces mesures, la

prévalence croissante de la résistance aux antibiotiques rend la gestion clinique de ces infections de plus en plus complexe, posant un défi thérapeutique important en milieu hospitalier (Pinto et al., 2022).

CHAPITRE II :
Matériel et Méthodes

II.1. Lieu et période d'étude

L'étude a été réalisée au Centre Hospitalo-Universitaire (CHU) Khellil Amrane de Béjaïa. La collecte des échantillons biologiques s'est déroulée du 16 février au 25 mai 2025. Les cathéters ont ensuite été acheminés vers les laboratoires pédagogiques du bloc 12 de l'université Abderrahmane Mira de Béjaïa, où les analyses ont été conduites dans des conditions techniques adéquates.

II.2. Prélèvement

Dans le cadre de cette étude, un total de 71 échantillons a été collectés, répartis entre cathéters veineux centraux, cathéters veineux périphériques et de perfusion (figure 06). Parmi ces échantillons, 55 provenaient de patients de sexe masculin et 16 de sexe féminin. Les prélèvements ont été réalisés au sein de plusieurs services hospitaliers, notamment la neurologie, la cardiologie, la réanimation et les urgences médicales. Chaque prélèvement est accompagné d'une fiche contenant certaines informations (âge, sexe, service, traitement antibiotique).

Dans certains cas, en raison de contraintes organisationnelles ou d'un défaut de transmission des données par le personnel infirmier, certaines informations n'ont pas pu être collectées.

Afin de préserver l'intégrité microbiologique des échantillons, ceux-ci ont été immédiatement conditionnés sous froid (4 °C) dans des glacières isothermes prévues à cet effet.



A : cathéter veineux périphérique, **B** : Cathéter veineux central, **C** : Perfusion.

Figure 06 : Types des prélèvements.

II.3. Isolement des bactéries

Chaque cathéter a été analysé dans des conditions d'asepsie. Le cathéter est coupé en morceaux et placé dans des tubes contenant du bouillon nutritif (figure 07), vortexé puis incubé à 37°C pendant 24h. L'apparition d'un trouble indique une croissance bactérienne. A partir de ces tubes un isolement a été réalisé d'abord sur Chapman, Hektoen et EMB selon les bactéries suspectées. La gélose MacConkey n'a été utilisée qu'après, pour mieux cibler les entérobactéries.

A partir des colonies obtenues, une purification est réalisée en réalisant trois repiquages successifs sur le même milieu.



A : Désinfection



B : Enrichissement sur BN.

Figure 07 : Désinfection et enrichissement des échantillons de cathéters.

II.4. Identification des souches

L'identification des souches bactériennes repose sur l'analyse de leurs caractéristiques morphologiques et biochimiques en réalisant les tests suivants.

II.4.1. Coloration de Gram

La coloration de Gram repose sur une double coloration permettant non seulement d'observer la forme et l'agencement des bactéries, mais surtout de les différencier selon leur paroi cellulaire (voir figure 08).

Le protocole comprend les étapes suivantes :

- Réaliser un frottis à partir d'une culture bactérienne fraîche (entre 18 et 24h).
- Appliquer du violet de cristal oxalate pendant une minute, puis rincer à l'eau distillée.
- Ajouter la solution de Lugol, laisser agir une minute, puis rincer.
- Effectuer une décoloration à l'alcool à 95° durant 15 à 30 secondes.

- Rincer à nouveau à l'eau distillée.
- Appliquer la fuchsine pendant 10 à 30 secondes, puis procéder à un dernier rinçage.
- Sécher la lame en la passant au-dessus de la flamme d'un bec Bunsen.
- Observer à x100 en utilisant de l'huile à immersion

Pour la lecture (figure 08) :

- Une coloration violette indique un Gram positif.
- Une coloration rose indique un Gram négatif .

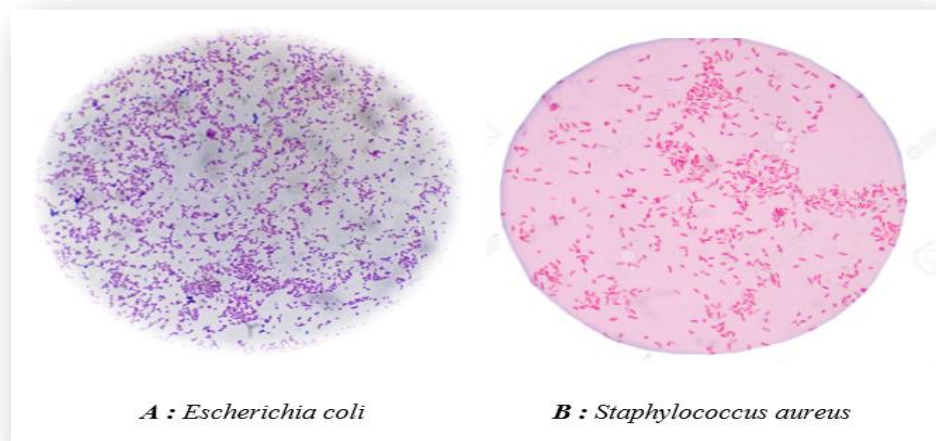


Figure 08 : Résultat d'une coloration de Gram.

II.4.2. Recherche de coagulase

Ce test a été utilisé pour les souches de Staphylocoque en vue de différencier *Staphylococcus aureus* et les SCN (*staphylococcus à Coagulase Négative*).

Dans un premier temps, une colonie estensemencée dans un tube contenant 0,5 ml de BHIB, puis incubé à 37°C/24 heures. Après incubation, on ajoute 0,5 ml de plasma sanguin humain, et le tout est incubé à 37°C pendant 24 heures. La lecture se fait après 2 heures d'incubation (Rai et al. 2017) (figure 09).

Un test positif se caractérise par la formation d'un coagulum, indiquant des Staphylocoques à Coagulase positive (*S. aureus*).

Un test négatif indique des Staphylocoques à Coagulase Négative.

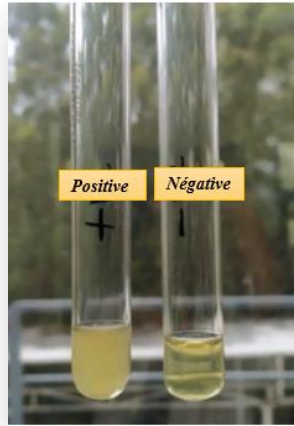


Figure 09 : Résultat d'un test de coagulase.

II.4.3. Recherche de la production d'indole sur milieu urée-indole

Une colonie provenant d'une culture jeune est ensemencée dans un tube contenant de l'eau péptonée exempte d'indole (riche en tryptophane), puis incubé pendant 24 heures à 44°C. Après incubation, quelques gouttes du réactif de Kovacs sont ajoutées. L'apparition d'un anneau rouge à la surface indique la présence d'indole (Chakraborty et al. 2011) (figure 10).



Figure 10 : Résultat positif d'un test urée indole.

II.4.4. Recherche de la nitrate réductase

Ce test permet de détecter la présence de l'enzyme nitrate réductase, impliquée dans le métabolisme des bactéries (Mishra et al. 2013).

Le test consiste à ensemencer quelques colonies bactériennes dans un bouillon de nitrate préparé à partir d'une culture fraîche, puis l'incuber à 37°C pendant 18 à 24 heures.

Pour la lecture (figure 11) :

- Coloration rouge : présence de l'enzyme Nitrate réductase (test positif).
- Pas de coloration : On ajoute de la poudre de zinc.
 - Si une coloration rouge apparaît, cela indique que la nitrate réductase est absente.
 - Si aucune coloration n'apparaît, la nitrate réductase est présente.

La réaction se fait selon l'équation suivante (Warren et al 1983):

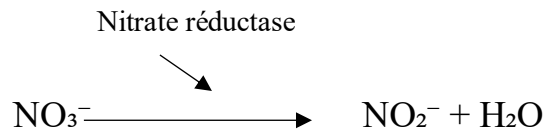


Figure 11 : Résultat d'un test de nitrate réductase positif.

II.4.5. Recherche de la fermentation des sucres sur le milieu TSI

Ce milieu permet d'évaluer la fermentation du glucose, du saccharose, du lactose, la production de gaz et de H₂S. le milieu est ensemencé en surface et en pique centrale en utilisant des cellules issues d'une culture fraîche.

La lecture des résultats se fait après 24 heures d'incubation (Aditi et al., 2017) (figure 12).

- Lactose-saccharose positif : la pente devient jaune.
- Glucose positif : le culot devient jaune.
- H₂S positif : une coloration noire apparaît dans la zone reliant la pente au culot.
- Dégagement gazeux : formation de bulles dans la gélose.



Figure 12 : Lecture d'une culture sur le milieu TSI.

II.4.6. Recherche de la fermentation du mannitol sur le milieu mannitol-mobilité

Ce milieu permet de tester la capacité de certaines entérobactéries à fermenter le mannitol. L'ensemencement s'effectue par piqûre centrale à l'aide d'une pipette Pasteur, puis incubation à 37 °C pendant 18 à 24 heures. La fermentation du mannitol est révélée par un virage du milieu au jaune. La mobilité est révélée par le déplacement des bactéries de part et d'autre de la piqûre centrale (Trochesset et al. , 2012) (figure 13).

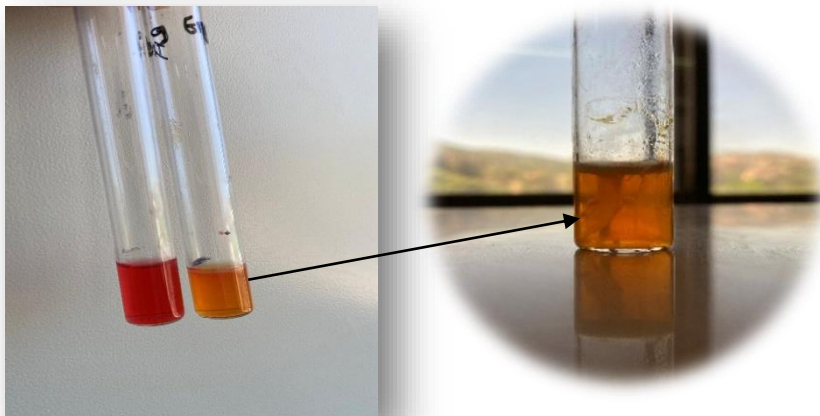


Figure 13 : Résultat positif du test mannitol mobilité.

II.4.7. Recherche de la fermentation du citrate sur le milieu citrate de Simmons

Ce milieu teste l'utilisation du citrate comme seule source de carbone. L'ensemencement est effectué en surface. Après incubation à 37°C pendant 24 heures, un changement de couleur du vert au bleu indique une utilisation du citrate (Karmakar et al. 2016) (figure 14).

L'assimilation du citrate provoque l'alcalinisation du milieu selon la réaction suivante :

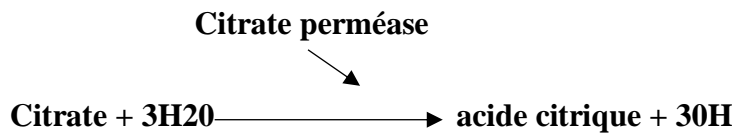


Figure 14 : Résultat positif de la consommation du citrate.

II.4.8. Recherche de catalase

Ce test détecte la dégradation de l'eau oxygénée en oxygène en présence d'une enzyme appelée catalase. L'apparition immédiate de bulles après ajout d'eau oxygénée sur une colonie déposée sur une lame en verre indique la présence de la catalase (Athanasopoulos et al. 2007) (figure 15).

La réaction se fait selon l'équation suivante :

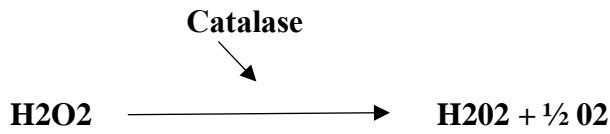


Figure 15 : Lecture d'un test catalase.

II.5. Evaluation de la formation de biofilm par la méthode du Congo Red Agar (CRA)

Le test au Congo Red Agar (CRA) est une méthode phénotypique qualitative utilisé pour détecter la capacité de certaines souches bactériennes à produire un biofilm. Ce test repose sur la culture des bactéries sur un milieu solide contenant du rouge Congo et du saccharose (figure 16). Les bactéries productrices de biofilm synthétisent des polysaccharides extracellulaires qui interagissent avec le colorant, conduisant à la formation de colonies de couleur noire. En revanche, les souches non productrices forment de colonies de couleur rouge ou bordeaux (Kaiser et al. 2013).



Figure 16 : Milieu de CRA.

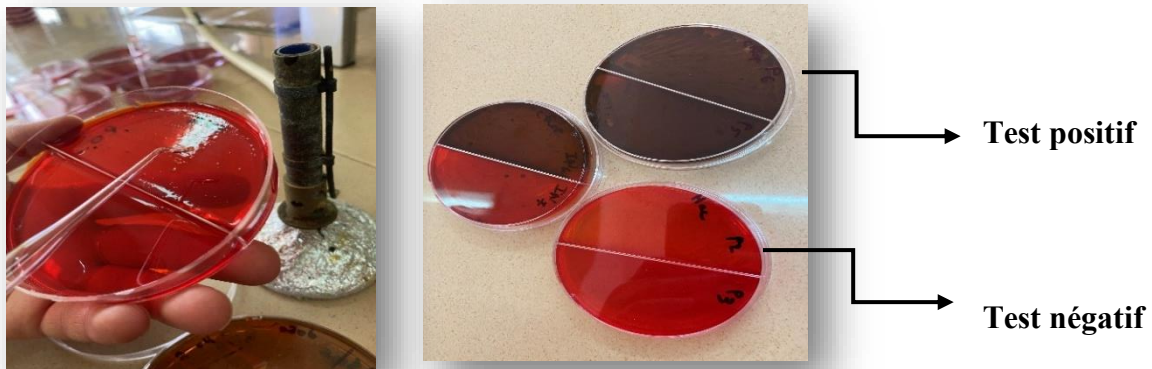
II.5.1. Protocole expérimental (figure 17), (Melo et al. 2013):

Le milieu CRA est préparé en dissolvant tous les composants dans l'eau distillée, puis stérilisé à l'autoclave.

- Le milieu est versé dans des boîtes compartimentées.
- Les souches sont ensemencées par stries.
- Les boîtes sont incubées à 37°C pendant 24 heures, puis laissées à température ambiante pendant 24 à 48 heures.

Pour la lecture :

- Colonies noires, sèches et rugueuses : indiquent une production de biofilm.
- Colonies rouge, lisses et brillantes : indiquent une absence de production de biofilm.



A : Ensemencement du milieu par strie.

B : Lecture.

Figure 17: Ensemencement du milieu par strie et la lecture

II.6. Test de sensibilité aux antibiotiques (Antibiogramme)

Un antibiogramme est une technique visant à tester la sensibilité d'une bactérie vis-à-vis d'un ou plusieurs antibiotiques ((Truong et al. 2021).

La sensibilité aux antibiotiques des souches bactériennes isolées a été évaluée par la méthode de diffusion sur gélose Muller Hinton selon les normes du Clinical and Laboratory Standards Institute (CLSI et de L'EUCAST) .

Les antibiogrammes ont été réalisés uniquement pour les souches d'*Escherichia coli* isolées et ce pour manque d'antibiotiques.

Le test est réalisé comme suit (figure18) :

II.6.1. Préparation de l'inoculum

Une suspension bactérienne a été préparée en dissociant 3 à 5 colonies dans de l'eau physiologique pour l'obtention d'une turbidité équivalente au standard 0,5 de McFarland ($\approx 1,5 \times 10^8$ UFC/mL) (Hombach et al. 2015).

II.6.2. Ensemencement :

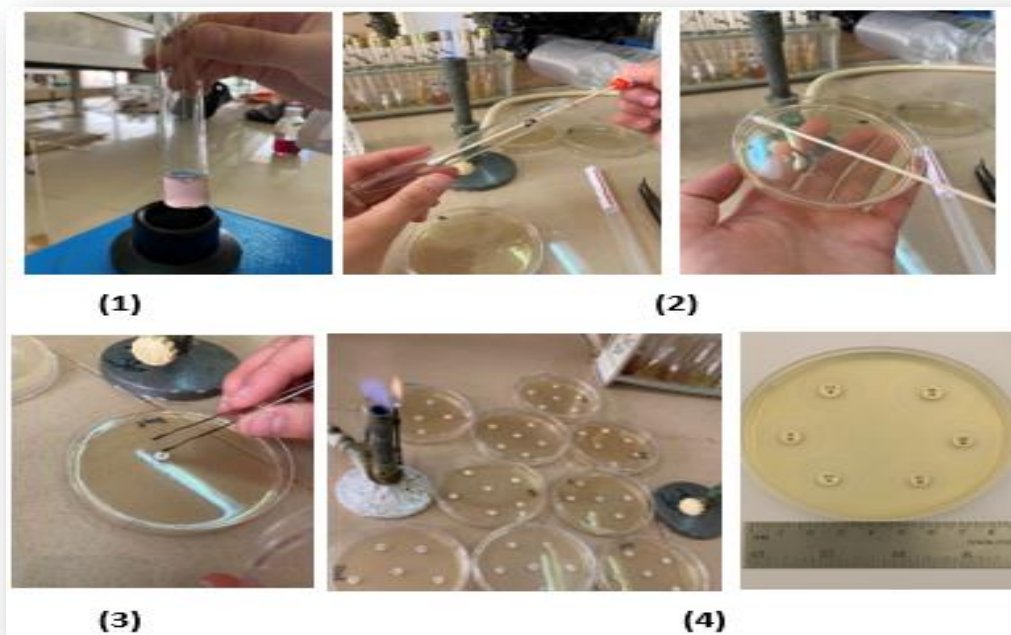
A l'aide d'un écouvillon stérile, la suspension a été uniformément répartie sur la surface d'une gélose Muller Hinton, de manière à assurer une croissance bactérienne homogène (Bavelaar et al. 2021).

II.6.3. Application des disques

Des disques d'antibiotiques (Cefotaxime, Tétracycline, Ceftazidime, Imipénème, Ertapénème, Chloramphénicol) ont été disposés à la surface de la gélose à 1,5 mm de distance minimum les uns des autres. Les boîtes ont été incubées à 37 °C pendant 24h (Matuschek et al. 2014).

II.6.4. Lecture des résultats

Les diamètres des zones d'inhibition autour des disques ont été mesurés à l'aide d'une règle millimétrée. Les résultats sont interprétés selon les critères standards du CLSI/EUCAST, permettant de classer les souches comme sensibles, intermédiaires ou résistantes (Bin Najeeb et al. 2021).



(1) : Préparation de l'inoculum, (2) : Ensemencement, (3) : Application des disques,
(4) : Lecture des résultats.

Figure 18 : Les étapes de réalisation d'un antibiogramme.

CHAPITRE III :
Résultats et Discussion

III.1. Prélèvement

Au cours de notre étude, un total de 71 prélèvements a été réalisés, dont 55 hommes et 16 femmes, hospitalisés pendant au moins 48 heures dans les services de réanimation, cardiologie, neurologie, les urgences de l'hôpital Khelil Amrane. Ces prélèvements comprenaient 48 cathéters veineux périphériques, 3 cathéters veineux centraux et 20 perfusions. La majorité des échantillons provenaient du service de neurologie (tableau I).

Tableau I : Répartition des prélèvements selon les services.

Service	Nombre de prélèvement
Réanimation	3
Neurologie	35
Cardiologie	6
Urgence	27
Total	71

Pour les 71 prélèvements effectués, la majorité provenait du service de neurologie (49,3 %), suivi des urgences (38 %). Cette répartition reflète une forte utilisation des dispositifs intraveineux dans ces services. Les services de cardiologie (8,5 %) et de réanimation (4,2 %) étaient moins représentés en raison d'un nombre plus restreint de patients inclus et d'une gestion plus stricte des dispositifs intraveineux.

Les cathéters veineux périphériques (n = 48) représentent la majorité des dispositifs analysés, suivis des perfusions (n = 20) et des cathéters centraux (n = 3). Cette prédominance souligne la nécessité d'une vigilance particulière dans les services les plus exposés afin de limiter les risques de contamination et d'infection liés aux cathéters.

III.2. Répartition des patients selon le sexe

Certaines études indiquent en effet que les hommes présentent un risque accru d'infections associées aux dispositifs intravasculaires, en lien avec des comorbidités plus fréquentes et une réponse immunitaire potentiellement moins efficace. Ce constat souligne l'importance d'intégrer le critère du sexe dans les analyses épidémiologiques et d'adapter les protocoles de prévention de façon ciblée, notamment chez les patients masculins (Schalk et al. 2025).

III.3. Répartition des souches bactériennes isolées

Au total, 101 souches ont été isolées, et identifiées à l'aide de tests biochimiques, révélant la présence de plusieurs espèces bactériennes. La confirmation de l'identification doit être réalisée en effectuant d'autres tests biochimiques (tableau II).

Tableau II : Répartition des souches bactériennes isolées

Espèce bactérienne	Nombre de souches	Taux (%)
<i>Staphylococcus aureus</i>	32	31,7
<i>Escherichia coli</i>	18	17,8
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	14	13,9
<i>Shigella spp</i>	12	11,9
<i>Staphylocoque à coagulase négative (SCN)</i>	8	7,9
<i>Klebsiella pneumoniae</i>	8	7,9
<i>Enterobacter</i>	6	5,9
<i>Acinetobacter baumannii</i>	3	3
Total	101	100

Staphylococcus aureus (31,7 %) a été l'espèce la plus isolée parmi les cocci à Gram positif, en raison de sa capacité à former des biofilms sur les cathéters, favorisant sa persistance en milieu hospitalier (Beenken et al. 2025). D'autres espèces ont également été identifiées, notamment *Staphylococcus epidermidis* (15,8 %) et *Enterococcus faecalis* (8,9 %). Cette prédominance de *S. aureus*, également rapportée par (Tuon et al. 2023), souligne l'importance des mesures de prévention ciblant les biofilms pour réduire les infections nosocomiales.

Parmi les bacilles à Gram négatif, *Escherichia coli* (17,8 %) et *Pseudomonas aeruginosa* (13,9 %) ont été les plus fréquemment isolées. *E. coli* provient généralement de la flore intestinale du patient (contamination endogène), tandis que *P. aeruginosa* est lié à des sources environnementales hospitalières, surtout humides (Sabir et al. 2017). Une étude menée par (Keten et al. 2014) a également rapporté des fréquences similaires pour *E. coli* (16,2 %) et *P. aeruginosa* (14,5 %) dans des dispositifs médicaux contaminés tels que les cathéters veineux centraux et les sondes urinaires, soulignant ainsi l'importance de l'environnement hospitalier comme réservoir potentiel de pathogènes.

Au cours de notre étude, on a aussi isolé *Shigella spp* (11,9 %), bien que sa présence est rare selon la littérature, mais peut avoir lieu dans certains contextes. Selon certaines études (Horwitz et al. 2015) et (Mansur et al. 2014), sa présence inhabituelle sur les dispositifs médicaux évoque une contamination fécale indirecte probablement liée à une mauvaise hygiène ou à des antécédents digestifs.

SCN et *Klebsiella pneumoniae* (7,9 % chacun) sont des pathogènes opportunistes fréquents chez les patients immunodéprimés ou hospitalisés de longue durée. Leur capacité à former des biofilms et leur résistance aux antibiotiques (Becker et al. 2014) favorisent leur implication croissante dans les infections nosocomiales, notamment en soins intensifs, comme l'ont rapporté plusieurs auteurs (Badia-Cebada et al. 2023).

Enterobacter spp. (5,9 %) et *Acinetobacter baumannii* (3 %) s'ajoutent à l'ensemble des agents pathogènes identifiés. Leur présence témoigne d'une colonisation polymicrobienne des dispositifs intravasculaires, souvent observée dans les unités de soins intensifs. Plusieurs études, dont celle d'Apisarnthanarak et al. (2011), ont rapporté des taux comparables, avec par exemple 6,2 % pour *Enterobacter spp.* et 3,5 % pour *A. baumannii*, notamment dans les hôpitaux comptant un grand nombre de lits en soins intensifs et une forte charge en patients critiques. Ces données soulignent l'influence du contexte épidémiologique local et des pratiques de contrôle des infections sur la répartition des agents pathogènes.

III.4. Répartition des isolats bactériens selon l'âge des patients

Nous avons récupéré plusieurs échantillons à partir de patients d'âges différents, dont la majorité était issus de patients dont l'âge était entre 40 ans et 60 ans (tableau III).

Tableau III: Répartition des isolats bactériens selon l'âge des patients.

Age du patient	15-20	20-40	40-60	>60
Nombre de prélèvement	2	19	28	22
Nombre de souches isolées	5	21	45	29

Dans la tranche d'âge 15–20 ans (2 prélèvements, 5 souches) représentant les enfants et adolescents, on remarque qu'ils sont les moins affectés, probablement en raison d'une hospitalisation moindre des individus de bas âge. Par ailleurs, les cathéters sont posés plus strictement, surtout en cas de pathologie grave (Coffin et al. 2011).

Les patients âgés de 20 à 40 ans (19 prélèvements, 21 souches) sont généralement hospitalisés pour des interventions chirurgicales, des traitements ponctuels nécessitant la pose de dispositifs intravasculaires. La survenue d'infections dans ce groupe peut s'expliquer par des pratiques de soins inappropriées, telles qu'une asepsie insuffisante lors de l'insertion ou de la manipulation des dispositifs, ou par une hygiène hospitalière défailante (Al-Sayaghi et al. 2023). Par ailleurs, une étude sur les infections urinaires associées aux cathéters a montré que les adultes de 25 à 44 ans représentaient environ 13,4 % des cas (Papanikolopoulou et al. 2022),

indiquant que cette tranche d'âge, bien que globalement moins à risque, reste exposée aux infections nosocomiales.

La tranche 40–60 ans (28 prélèvements, 45 souches) constituent la population la plus touchée, souvent hospitalisée pour des pathologies chroniques requérant des traitements intravasculaires prolongés (Cristina et al. 2021). Une importante étude multicentrique a révélé que les adultes entre 45 et 64 ans représentaient 29,4 % des infections urinaires associées à cathéter, confirmant la vulnérabilité élevée de ce groupe (Vincitorio et al. 2014) .

Pour la tranche > 60 ans (22 prélèvements, 29 souches) représentant les seniors, le vieillissement du système immunitaire, la proportion importante de comorbidités, et les hospitalisations fréquentes pour des pathologies aiguës augmentent le risque d'infections nosocomiales. Selon une étude menée chez des patients gériatriques (>65 ans), le taux d'infections urinaires associées aux cathéters atteignait environ 15 cas pour 1 000 patients, avec un risque nettement accru chez les personnes de plus de 90 ans, multiplié par 2,75 (vincitorio et al. 2014) .

Le risque d'infection lié aux cathéters augmente avec l'âge, en raison de la fragilité immunitaire, des pathologies chroniques, et de l'exposition accrue aux soins invasifs, il est donc essentiel de renforcer les mesures de prévention, notamment chez les adultes d'âge moyen et les personnes âgées (Shen et al. 2023) .

III.5. Répartition des souches en fonction des dispositifs

Nous avons identifié 101 souches à partir de 71 prélèvements chez les patients hospitalisées. Le tableau représente le nombre et le type de germe isolés à partir des cathéters (tableau IV).

Tableau IV : Répartition des souches en fonction du type de cathéter.

Type de cathéters	Nombre de prélèvements	Type des souches	Nombre des souches
Cathéters veineux périphériques	48	21 <i>S. aureus</i> 11 <i>E.coli</i> 5 <i>Shigella</i> spp 4 SCN 9 <i>Pseudomonas aeruginosa</i> 8 <i>Klebsiella pneumoniae</i> 4 <i>Enterobacter</i>	62
Cathéters veineux centrale	3	2 <i>S.aureus</i> 1 <i>Shigella</i> spp 1 <i>Acinetobacter baumannii</i>	4
Perfusion	20	9 <i>S. aureus</i> 7 <i>E.coli</i> 6 <i>Shigella</i> spp 4 SCN 5 <i>Pseudomonas aeruginosa</i> 2 <i>Acinetobacter baumannii</i> 2 <i>Enterobacter</i>	35

La majorité de nos prélèvements sont des cathéters veineux périphériques (CVP) reflétant leur utilisation fréquente en milieu hospitalier. La majorité des germes isolés sont des *Staphylococcus aureus*, suivie d'*Escherichia coli* et de bacilles à Gram négatif. Ces résultats concordent avec les travaux de (Tatsuno et al. 2019), qui rapportent que les infections associées aux cathéters veineux centraux sont principalement dues à des bactéries cocci à Gram positif, notamment *Staphylococcus aureus* et *S. epidermidis*, ainsi qu'à des entérobactéries telles que *E. coli* et *Klebsiella* spp. Ils ont identifié les éléments suivants comme des facteurs de risque significatifs : une durée d'implantation dépassant 72 heures, un site d'insertion sur le membre

inférieur et une gestion aseptique négligée. Ces facteurs soulignent que la méthode d'installation et la gestion de l'appareil sont cruciales dans le développement des infections, en accord avec nos propres constats.

Les cathéters veineux centraux sont les moins représentés dans notre étude. Les germes isolés sont des *Staphylococcus aureus*, *Acinetobacter baumannii* et *Shigella spp.*, des pathogènes fréquemment impliqués dans les infections nosocomiales. Ces résultats sont comparables à ceux rapportés par (Khanna et al. 2013), qui ont observé une forte prévalence de *S. aureus* ainsi qu'une proportion importante de bacilles à Gram négatif multirésistants dans les infections liées aux CVC. La présence de *Shigella spp.*, bien que rare dans ce contexte, pourrait traduire une contamination manuportée ou environnementale.

Les dispositifs de perfusion ont permis d'isoler plusieurs types de bactéries dominée par *S. aureus*, suivie de bacilles à Gram négatif tels que *E. coli*, *P. aeruginosa*, et *A. baumannii*. Ce profil est cohérent avec celui décrit par (Khanna et al. 2013) soulignant la fréquence de ces germes dans les infections associées. La présence de *Shigella spp.*, bien que rare, suggère un défaut d'asepsie. Ces résultats confirment l'importance des mesures d'hygiène et d'une surveillance continue pour prévenir les infections liées aux dispositifs intravasculaires.

III.6. Répartition des souches bactériennes selon les services

La répartition des isolats bactériens isolés au niveau du CHU Khelil Amrane est donnée dans la figure ci-dessous. On constate que la majorité des souches ont été isolées du service de neurologie avec une totalité de 55,45% suivi par le service des urgences 41,58% puis le service de la réanimation avec un pourcentage de 2,97%, par contre aucune souche n'a été isolée du service de cardiologie (figure 19).

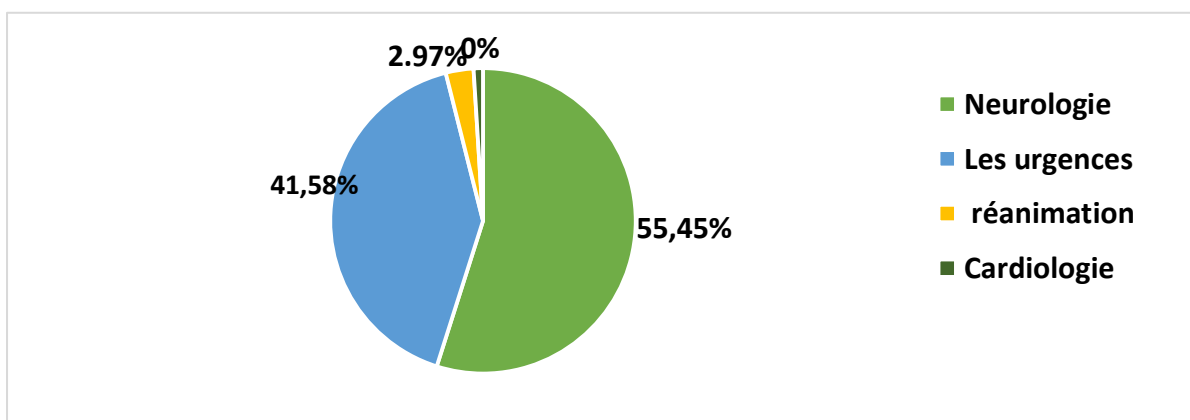


Figure 19 : Répartition des souches bactériennes selon les services.

Le service de neurologie a présenté le plus grand nombre d'isolats bactériens, ce qui s'expliquerait par la durée d'hospitalisation prolongée, la tolérance accrue des patients à des soins invasifs en raison de leur état neurologique, et l'usage fréquent de dispositifs intravasculaires. Selon (Firoozeh et al. 2022), ces patients sont plus exposés aux infections nosocomiales en raison de leur immobilité et de l'utilisation répétée de cathéters.

Le service des urgences occupe la deuxième place en nombre d'isolats, ce qui s'expliquerait par la rapidité des actes techniques dans un contexte d'urgence, souvent au détriment des règles d'asepsie compromises par l'urgence de la situation. Certaines études (Inhofer et al. 2022) indiquent que les procédures invasives en urgence présentent un risque élevé de contamination, surtout en cas de manque de temps, de personnel ou de matériel stérile.

Le service de réanimation n'a enregistré qu'un faible nombre de souches isolées, ce qui peut sembler paradoxal compte tenu de la gravité des pathologies prises en charge et de l'usage intensif des cathéters, un constat qui pourrait s'expliquer par une gestion stricte des dispositifs médicaux. (Wichmann et al. 2018) ont montré que l'utilisation de check-lists et de protocoles standardisés en réanimation réduit significativement les infections nosocomiales liées aux dispositifs intravasculaires.

Aucun isolat n'a été identifié en cardiologie, ce qui pourrait s'expliquer par un usage limité ou mieux maîtrisé des dispositifs intravasculaires. (Zardi et al. 2022) ont montré que le respect strict des protocoles de prévention en cardiologie permet une baisse significative des infections nosocomiales grâce à une surveillance étroite, des soins aseptiques et une réduction des manipulations.

III.7. Evaluation qualitative de la production des exopolysaccharides (Test au rouge Congo)

L'évaluation de la production de biofilm par la méthode du Congo Red Agar (CRA) (figure 20) pour les 101 souches isolées a permis d'obtenir les résultats suivants.

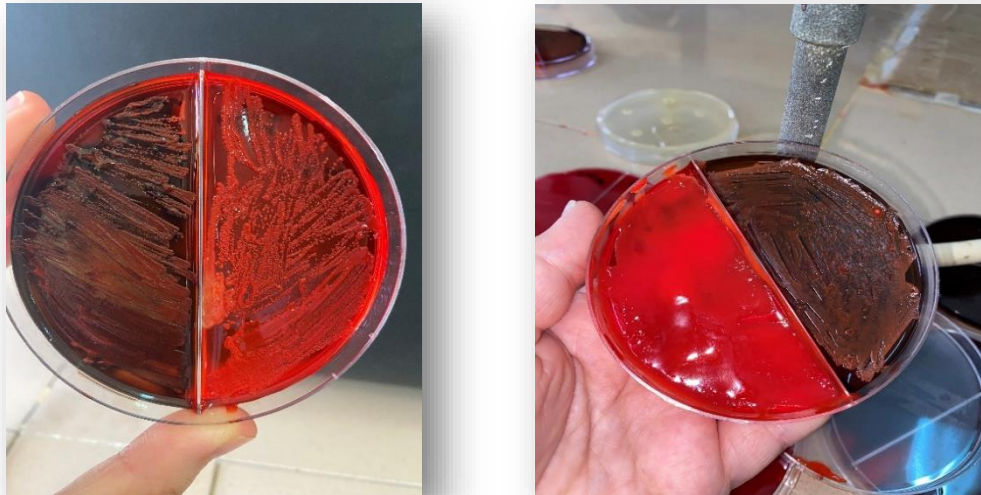


Figure 20 : Résultats du test CRA sur la production de biofilm.

- 65 souches (64,4%) ont été identifiées comme positives à la production de biofilm.

Ces souches se répartissent ainsi :

- *Staphylococcus aureus* : 20 souches
 - *Escherichia coli* : 12 souches
 - *Pseudomonas aeruginosa* : 15 souches
 - *Klebsiella pneumoniae* : 10 souches
 - *Shigella* spp : 6 souches
 - SCN (Staphylocoque à coagulase négative) : 2 souches
 - *Entérobacter* spp : 2 souches
- 36 souches (35,6%) ont été identifié comme négatives, c'est-à-dire n'ayant pas produit de biofilm visible sur milieu CRA.

Leur répartition est la suivante :

- *Staphylococcus aureus* : 5 souches.
- *Escherichia coli* : 6 souches.
- *Pseudomonas aeruginosa* : 1 souche.
- *Klebsiella pneumoniae* : 4 souches.
- *Shigella* spp : 4 souches.
- SCN (Staphylocoque à coagulase négative) : 8 souches.
- *Entérobacter* spp : 4 souches.

Les résultats montrent que la majorité des souches isolées présentent une capacité à former un biofilm, ce qui représente un facteur de virulence majeur dans les infections nosocomiales. Certaines espèces telles que *P. aeruginosa* (15/16) et *S. aureus* (20/25) affichent une forte proportion de souches productrices, ce qui est cohérent avec les observations de (Manandhar et al. 2018), qui ont souligné leur grand potentiel à former des biofilms. Cette capacité offre à ces bactéries une protection accrue contre le système immunitaire et les antibiotiques, compliquant leur éradication une fois l'infection installée (Sharma et al. 2023).

Des espèces comme les SCN (2/10) et *Enterobacter spp* (2/6) ont montré une faible proportion de souches productrices. Cette différence peut s'expliquer par plusieurs facteurs. En effet, la littérature rapporte que même au sein d'une même espèce bactérienne, la capacité à former un biofilm n'est pas systématique. D'après (Pelling et al. 2019) cela dépend à la fois de facteurs génétiques propres à chaque souche, des conditions environnementales (pH, température, nutriments) et des conditions expérimentales de culture (type de milieu, durée d'incubation).

Cette diversité souligne l'importance de l'évaluation à l'échelle de la souche, surtout dans le cadre des infections associées aux dispositifs médicaux. En effet, une prise en charge efficace nécessite d'identifier précisément le potentiel de formation de biofilm afin d'adapter les stratégies de traitement et de prévention. Cette approche est soutenue par (Wi et Patel 2018) et par (Sharma et al. 2023), qui insistent sur l'importance d'une analyse individualisée des souches dans le contexte clinique.

III.8. Etudes de la sensibilité des souches aux antibiotiques

Un antibiogramme a été réalisé pour 14 souches bactériennes en testant 6 antibiotiques appartenant à différentes familles. En se basant sur les valeurs des zones d'inhibitions obtenues (figure 21) et en les comparant aux diamètre seuils définis par les référentiels (2025), les souches bactériennes ont pu être classées dans l'une de ces trois catégories : sensible, intermédiaire, résistant (tableau V).

Tableau V: Résultats de l'antibiogramme interprétés selon l'EUCAST.

ATB \ Souches	CTX	IMI	TE	CAZ	CT	ETP
IN12	S	S	S	I	R	R
IN8	S	S	S	I	R	S
0215	S	S	S	I	R	R
IN9	S	S	S	I	R	R
IN10	S	S	S	I	R	R
P2	S	S	S	I	R	R
IN6	S	S	S	I	R	R
P5	S	S	S	I	R	S
P6	S	S	S	I	R	R
IN19	S	S	S	I	S	S
IN20	S	S	S	I	S	S
IN25	S	S	S	I	R	R
IN26	S	S	S	I	R	R
IN29	S	S	S	I	S	R

(CTX) : Céfotaxime, (IMI) : Imipenème, (TE) : Tétracycline, (CAZ) : Ceftazidime, (CT) : Chloramphénicol, (ETP) : Ertapénème

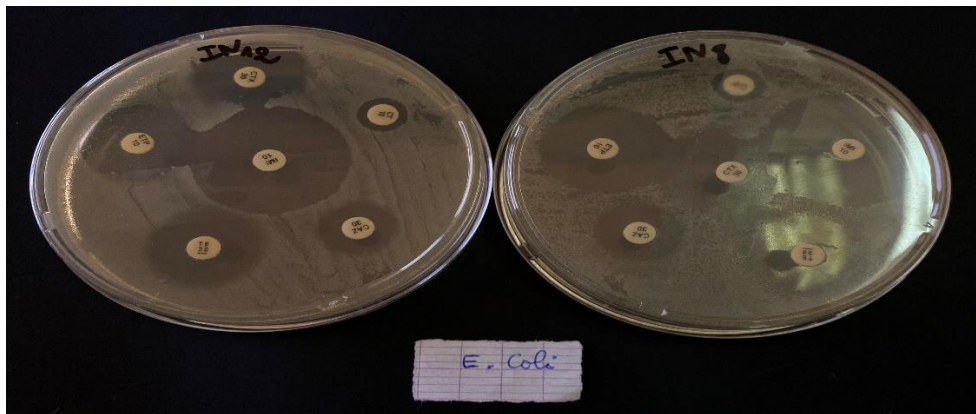


Figure 21: Résultats de l'antibiogramme pour deux souches d'*E. coli*.

Les résultats obtenus mettent en évidence une hétérogénéité des réponses aux différentes familles d'antibiotiques, traduisant la complexité croissante de la prise en charge des infections liées à ces entérobactéries.

Le chloramphénicol (CT) a présenté un taux de résistance de 86 % parmi les souches étudiées, ce qui pourrait traduire une diminution de son efficacité dans notre cas. Bien que cette molécule ne soit plus utilisée en première intention, elle reste prescrite dans certaines situations particulières. Cette résistance pourrait être associée à la présence de gènes codant pour des

enzymes d'inactivation, comme les *cat*, ou à des mécanismes d'efflux. Dans une étude menée par (Leong et al. 2022), un taux de résistance de 60 % a été rapporté chez des souches cliniques d'*Escherichia coli*, ce qui montre que ce phénomène est également observé dans d'autres contextes hospitaliers y compris ceux qui concernent des patients dont le système immunitaire est affaibli ou qui sont soumis à des traitements antibiotiques étendus.

La ceftazidime (CAZ), une céphalosporine de troisième génération, a présenté un profil intermédiaire chez 100 % des souches, suggérant une efficacité partielle et l'émergence possible de mécanismes de résistance. Ces derniers pourraient impliquer une réduction de la perméabilité membranaire ou une production naissante de β -lactamases à spectre étendu (BLSE). Une étude récente de (J.-L. Wang et al. 2024), portant sur les profils de sensibilité de souches cliniques d'*Escherichia coli* montre que 15 % des isolats présentaient un profil intermédiaire à la ceftazidime, ce qui indique une tendance similaire à la nôtre, tout en restant moins marquée.

La céfotaxime (CTX) a montré une sensibilité complète (100 %) dans notre cas, suggérant une absence apparente de BLSE. Ce constat contraste avec les données de (Karambwe et al. 2024), qui ont rapporté une prévalence variable mais souvent élevée des souches productrices de CTX-M. Cette différence pourrait refléter une pression de sélection plus faible ou une circulation limitée des BLSE dans notre contexte, soulignant l'importance d'une surveillance continue.

L'ertapénème a montré une efficacité partielle, avec 28,6 % de souches sensibles et 71,4 % résistantes. Cette forte résistance pourrait être liée à la production de carbapénémases ou à d'autres mécanismes comme la perte de porines. Contrairement à l'imipénème, qui reste totalement efficace dans notre série. (Wang et al. 2024) ont également observé une résistance ciblée à l'ertapénème (18,8 %), soulignant l'importance d'une surveillance stricte et d'un bon usage des carbapénèmes.

La tétracycline (TE) a affiché une sensibilité de 100 %, indiquant une efficacité conservée contre les souches étudiées. Selon (Muteeb et al. 2023), ce résultat appuie l'intérêt potentiel de cette molécule en traitement de relais ou en association, face à la montée des résistances aux antibiotiques récents.

Ces observations soulignent l'importance d'une surveillance continue et d'un bon usage des antibiotiques pour prévenir la diffusion de souches multirésistantes.

CONCLUSION

Les infections nosocomiales représentent à ce jour un défi majeur tant d'un point de vue économiques qu'humain pour les professionnels de la santé. L'infection associée au cathéter est l'une des causes importantes des infections contractées à l'hôpital(Merzougui et al. 2018).

Ce travail avait pour objectif d'évaluer la contamination des dispositifs intraveineux, en particulier les cathéters, à travers l'identification des souches bactériennes isolées, leur capacité à produire un biofilm, ainsi que leur profil de résistance aux antibiotiques.

Les résultats ont mis en évidence une contamination fréquente des dispositifs, notamment les cathéters veineux périphériques, qui représentent le type le plus utilisé dans les services hospitaliers(Marsh et al. 2024). Les principales bactéries isolées sont *Staphylococcus aureus*, *Escherichia coli*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Klebsiella pneumoniae*, *Shigella spp*, *SCN*, *Enterobacter spp*, et *Acinetobacter baumannii* soulignant une diversité microbienne significative.

L'analyse de la production de biofilm par la méthode du Congo Red Agar a révélé que 64,4% des souches possédaient cette capacité, en particulier chez *S. aureus*, *P. aeruginosa* et *K. pneumoniae*(Canguï-Panchi et al. 2022). Cette aptitude consiste un facteur de virulence majeur, favorisant l'adhésion aux surfaces inertes et la persistance des infections nosocomiales, en particulier celles associées aux cathéters(Mishra et al. 2024).

Par ailleurs, l'étude du profil de résistance aux antibiotiques a révélé une présence inquiétante de souches, notamment parmi les entérobactéries (Zhao et al. 2022), mettant en évidence une efficacité conservée de certaines molécules comme l'imipénème, tandis que d'autre, telles que la pénicilline G ou certaines céphalosporines, présentent une perte d'efficacité marquée(Amara et al. 2024).

Ces résultats soulignent l'importance d'un suivi microbiologique régulier, non seulement pour prévenir les infections liées aux dispositifs médicaux, mais aussi pour adapter les stratégies thérapeutiques face à la menace croissante des résistances bactériennes(Bouhrour et al. 2024). La capacité de certaines souches à produire un biofilm, combinée à leur multirésistance, consiste un défi majeur en milieu hospitalier(Sharma et al. 2023).

Une meilleur gestion des dispositifs invasifs, une surveillance stricte des pratiques d'hygiène et une utilisation raisonnée des antibiotiques sont indispensables pour limiter la dissémination de souches pathogènes et résistantes (Sartelli et al. 2024).

Ce travail met en lumière la nécessité d'approches intégrées associant microbiologie, prévention hospitalière et bon usage des antimicrobiens dans le cadre de la lutte contre les infections nosocomiales.

Cette recherche offre de nombreuses **perspectives** :

- L'extension de la durée d'étude, étant donné que les résultats obtenus sont encore dans une phase préliminaire, mais constituent un bon point de départ et méritent d'être approfondis et enrichis.
- Ce sujet est extrêmement large, il concerne en général tous les hôpitaux. Il serait pertinent d'étendre l'échantillonnage et de vérifier s'il existe des variations en fonction de l'hôpital et de la région examinés à l'échelle nationale.
- Examiner la résistance aux antibiotiques des souches isolées.

*Références
bibliographiques*

A

- Aditi, F. Y., Rahman, S. S., & Hossain, Md. M. (2017). A Study on the Microbiological Status of Mineral Drinking Water. *The Open Microbiology Journal*, 11, 31-44.
- Agyeman, W. Y., Bisht, A., Gopinath, A., Cheema, A. H., Chaludiya, K., Khalid, M., Nwosu, M., Konka, S., & Khan, S. (2022). A Systematic Review of Antibiotic Resistance Trends and Treatment Options for Hospital-Acquired Multidrug-Resistant Infections. *Cureus*, 14(10), e29956.
- Akbar, M. U., Haque, A., Liaquat, S., Schierack, P., & Ali, A. (2023). Biofilm Formation by *Staphylococcus epidermidis* and Its Inhibition Using Carvacrol, 2-Aminobenzimidazole, and 3-Indole Acetonitrile. *ACS Omega*, 8(1), 682-687.
- Al-Sayaghi, K. M., Alqalah, T. A. H., Alkubati, S. A., Alshoabi, S. A., Alsabri, M., Alrubaiee, G. G., Almoliky, M. A., Saleh, K. A., Al-Sayaghi, A. K., Elshatarat, R. A., Saleh, Z. T., Saleh, A. M., & Abdel-Aziz, H. R. (2023). Healthcare workers' compliance with the catheter associated urinary tract infection prevention guidelines : An observational study in Yemen. *Antimicrobial Resistance and Infection Control*, 12, 144.
- Amara, M., Aubin, G., Caron, F., Cattoir, V., Dortet, L., Goutelle, S., Jeannot, K., Lepeule, R., Lina, G., Marchandin, H., Mérens, A., Ploy, M.-C., Schramm, F., & Varon, E. (2024). *Recommandations 2024 V.1.0 Juin*.
- Amirat sarah, octobre 2024. *Evaluation de la gestion des cathéters veineux périphériques. Mémoire présenté en vue de l'obtention du diplôme universitaire d'infirmier en hygiène*.
- Arjun, R., Niyas, V. K. M., Sasidharan, A., Jones, J., Yadav, M. K., & Kesavan, S. (2023). Peripherally Inserted Central Catheters-associated blood stream infections—Occurrence, risk factors, and pathogens, a single center study. *Journal of Infection Prevention*, 24(4), 187-192.
- Athanasopoulos, A., Devogel, P., Beken, C., Pille, C., Bernier, I., & Gavage, P. (2007). Comparaison de trois milieux sélectifs chromogènes pour la détection de *Staphylococcus aureus* résistant à la méthicilline. *Pathologie Biologie*, 55(8), 366-369.

B

- Badia-Cebada, L., Carmezim, J., Pérez-Rodríguez, M.-T., Bereciartua, E., López, L.-E., Montenegro, M. R., Pomar, V., Andrés, M., Petkova, E., Sopena, N., Lora-Tamayo, J., Monsálvez, V., Ramirez-Hidalgo, M. F., Gómez-Zorrilla, S., Boix, L., Meije, Y., Jiménez, E., & Gasch, O. (2023). Randomized Clinical Trial of the Need for Antibiotic Treatment for Low-Risk Catheter-Related Bloodstream Infection Caused by Coagulase-Negative Staphylococci. *Antibiotics (Basel, Switzerland)*, 12(5), 839.
- Bavelaar, H., Justesen, U. S., Morris, T. E., Anderson, B., Copsey-Mawer, S., Stubhaug, T. T., Kahlmeter, G., & Matuschek, E. (2021). Development of a EUCAST disk diffusion method for the susceptibility testing of rapidly growing anaerobic bacteria using Fastidious Anaerobe Agar (FAA) : A development study using *Bacteroides* species. *Clinical Microbiology and Infection: The Official Publication of the European Society of Clinical Microbiology and Infectious Diseases*, 27(11), 1695.e1-1695.e6.
- bazartagency. (2024, mai 16). *Le cathéter : Un outil indispensable au service de la médecine CRA*. CRA. <https://radiologie-aboumadi.com/le-catheter-un-outil-indispensable-au-service-de-la-medecine/>
- Becker, K., Heilmann, C., & Peters, G. (2014). Coagulase-Negative Staphylococci. *Clinical Microbiology Reviews*, 27(4), 870-926.

Beenken, K. E., & Smeltzer, M. S. (2025). Staphylococcus aureus Biofilm-Associated Infections : Have We Found a Clinically Relevant Target? *Microorganisms*, 13(4), 852.

Berríos-Torres, S. I., Umscheid, C. A., Bratzler, D. W., Leas, B., Stone, E. C., Kelz, R. R., Reinke, C. E., Morgan, S., Solomkin, J. S., Mazuski, J. E., Dellinger, E. P., Itani, K. M. F., Berbari, E. F., Segreti, J., Parvizi, J., Blanchard, J., Allen, G., Kluytmans, J. A. J. W., Donlan, R., ... Healthcare Infection Control Practices Advisory Committee. (2017a). Centers for Disease Control and Prevention Guideline for the Prevention of Surgical Site Infection, 2017. *JAMA Surgery*, 152(8), 784-791.

Bin Najeeb, M. A., Gupta, A., Purwar, S., Nallapati, V. T., Yadav, J., & Siddiqui, F. (2021). Implementing EUCAST rapid antimicrobial susceptibility testing method for sepsis : Lessons learned in a tertiary care center. *Journal of Infection in Developing Countries*, 15(6), 833-839.

Bonadonna, L., Briancesco, R., & Coccia, A. M. (2017). Analysis of Microorganisms in Hospital Environments and Potential Risks. *Indoor Air Quality in Healthcare Facilities*, 53-62.

Bonten, M. J., & Weinstein, R. A. (2000a). Infection control in intensive care units and prevention of ventilator-associated pneumonia. *Seminars in Respiratory Infections*, 15(4), 327-335.

Boucly, A., O'Connell, C., Savale, L., O'Callaghan, D. S., Jaïs, X., Montani, D., Humbert, M., Simonneau, G., & Sitbon, O. (2016). Infections liées aux cathéters veineux centraux tunnésés chez les patients ayant une hypertension artérielle pulmonaire traitée par prostacycline intraveineuse. *La Presse Médicale*, 45(1), 20-28.

Bouhrour, N., Nibbering, P. H., & Bendali, F. (2024a). Medical Device-Associated Biofilm Infections and Multidrug-Resistant Pathogens. *Pathogens (Basel, Switzerland)*, 13(5), 393.

Bouza, E., Burillo, A., & Muñoz, P. (2002). Catheter-related infections : Diagnosis and intravascular treatment. *Clinical Microbiology and Infection*, 8(5), 265-274.

Burton, D. C., Edwards, J. R., Horan, T. C., Jernigan, J. A., & Fridkin, S. K. (2009). Methicillin-resistant Staphylococcus aureus central line-associated bloodstream infections in US intensive care units, 1997-2007. *JAMA*, 301(7), 727-736.

C

Cangui-Panchi, S. P., Ñacato-Toapanta, A. L., Enríquez-Martínez, L. J., Reyes, J., Garzon-Chavez, D., & Machado, A. (2022a). Biofilm-forming microorganisms causing hospital-acquired infections from intravenous catheter : A systematic review. *Current Research in Microbial Sciences*, 3, 100175.

Centre de coordination de la lutte contre les infections Nosocomiales de l'interrégion Paris-Nord .(2001). Le cathétérisme veineux :Guide de bonnes pratiques . Recommandations pour l'elaboartion de protocoles de soins sur les voies vineuses (2^e éd) . Octobre 2001.

Cernada, M., De Alba Romero, C., Fernández-Colomer, B., González-Pacheco, N., González, M., & Couce, M. L. (2024). Health care-associated infections in neonatology. *Anales de Pediatría (English Edition)*, 100(1), 46-56.

Chai, D., Liu, X., Wang, R., Bai, Y., & Cai, Y. (2016). Efficacy of Linezolid and Fosfomycin in Catheter-Related Biofilm Infection Caused by Methicillin-Resistant Staphylococcus aureus. *BioMed Research International*, 2016, 6413982.

Chakraborty, S. P., Mahapatra, S. K., & Roy, S. (2011). Biochemical characters and antibiotic susceptibility of *Staphylococcus aureus* isolates. *Asian Pacific Journal of Tropical Biomedicine*, 1(3), 212-216.

Chaves, F., Garnacho-Montero, J., Del Pozo, J. L., Bouza, E., Capdevila, J. A., de Cueto, M., Domínguez, M. Á., Esteban, J., Fernández-Hidalgo, N., Fernández Sampedro, M., Fortún, J., Guembe,

M., Lorente, L., Paño, J. R., Ramírez, P., Salavert, M., Sánchez, M., & Vallés, J. (2018). Diagnosis and treatment of catheter-related bloodstream infection : Clinical guidelines of the Spanish Society of Infectious Diseases and Clinical Microbiology and (SEIMC) and the Spanish Society of Spanish Society of Intensive and Critical Care Medicine and Coronary Units (SEMICYUC). *Medicina Intensiva*, 42(1), 5-36.

Cheadle, W. G. (2006). Risk factors for surgical site infection. *Surgical Infections*, 7 Suppl 1, S7-11.

Coffin, S. E., & Zaoutis, T. E. (2011). HealthCare–Associated Infections in the Nursery. *Infectious Diseases of the Fetus and Newborn*, 1126-1143. <https://doi.org/10.1016/B978-1-4160-6400-8.00035-3>

Conway, T., & Cohen, P. S. (2015). Commensal and Pathogenic Escherichia coli Metabolism in the Gut. *Microbiology Spectrum*, 3(3).

D

D, V., P, B., L, P., I, P., S, D., E, P., & E, P. (2014). Risk factors for catheter-associated urinary tract infection in Italian elderly. *American journal of infection control*, 42(8).

Danchaivijitr, S., Dhiraputra, C., Cherdrungsi, R., Jintanothaitavorn, D., & Srihapol, N. (2005). Catheter-associated urinary tract infection. *Journal of the Medical Association of Thailand = Chotmaihet Thangphaet*, 88 Suppl 10, S26-30.

Davies, H. D., Jones, E. L., Sheng, R. Y., Leslie, B., Matlow, A. G., & Gold, R. (1992). Nosocomial urinary tract infections at a pediatric hospital. *The Pediatric Infectious Disease Journal*, 11(5), 349-354.

Del Rio-Pertuz, G., Nugent, K., & Argueta-Sosa, E. (2023). Right heart catheterization in clinical practice : A review of basic physiology and important issues relevant to interpretation. *American Journal of Cardiovascular Disease*, 13(3), 122-137.

E

Eggimann, P., & Pittet, D. (2003). Physiopathologie et prévention des infections liées aux accès vasculaires. *Médecine et Maladies Infectieuses*, 33(11), 554-563.

El Amin, N., Giske, C. G., Jalal, S., Keijser, B., Kronvall, G., & Wretling, B. (2005). Carbapenem resistance mechanisms in Pseudomonas aeruginosa : Alterations of porin OprD and efflux proteins do not fully explain resistance patterns observed in clinical isolates. *APMIS: Acta Pathologica, Microbiologica, et Immunologica Scandinavica*, 113(3), 187-196.

Espinasse, F., Page, B., & Cottard-Boulle, B. (2010). Risques infectieux associés aux dispositifs médicaux invasifs. *Revue Francophone des Laboratoires*, 2010(426), 51-63.

Ezzariga, N., Zouhari, O., Rhars, A., Lemkhente, Z., & Aghrouch, M. (2025). Biofilm and Antibiotic Resistance Study of Bacteria Involved in Nosocomial Infections. *Cureus*, 17(2), e78673.

F

Feneley, R. C. L., Hopley, I. B., & Wells, P. N. T. (2015). Urinary catheters : History, current status, adverse events and research agenda. *Journal of Medical Engineering & Technology*, 39(8), 459-470.

Firoozeh, N., Agah, E., Bauer, Z. A., Olusanya, A., & Seifi, A. (2022). Catheter-Associated Urinary Tract Infection in Neurological Intensive Care Units : A Narrative Review. *The Neurohospitalist*, 12(3), 484-497.

G

Gad, M. H., & AbdelAziz, H. H. (s. d.). Catheter-Associated Urinary Tract Infections in the Adult Patient Group : A Qualitative Systematic Review on the Adopted Preventative and Interventional Protocols From the Literature. *Cureus*, 13(7), e16284.

Gad, M. H., & AbdelAziz, H. H. (2021). Catheter-Associated Urinary Tract Infections in the Adult Patient Group : A Qualitative Systematic Review on the Adopted Preventative and Interventional Protocols From the Literature. *Cureus*, 13(7), e16284.

García de Viedma, D., Martín Rabadán, P., Díaz, M., Cercenado, E., & Bouza, E. (2000). Heterogeneous Antimicrobial Resistance Patterns in Polyclonal Populations of Coagulase-Negative Staphylococci Isolated from Catheters. *Journal of Clinical Microbiology*, 38(4), 1359-1363.

Girometti, N., Lewis, R. E., Giannella, M., Ambretti, S., Bartoletti, M., Tedeschi, S., Tumietto, F., Cristini, F., Trapani, F., Gaibani, P., & Viale, P. (2014). Klebsiella pneumoniae Bloodstream Infection. *Medicine*, 93(17), 298-309.

H

Habzi, A., & Benomar, S. (2001). Les infections nosocomiales néonatales. *Journal de Pédiatrie et de Puériculture*, 14(7), 419-424.

Hoen, L. A. 't, Bogaert, G., Radmayr, C., Dogan, H. S., Nijman, R. J. M., Quaedackers, J., Rawashdeh, Y. F., Silay, M. S., Tekgul, S., Bhatt, N. R., & Stein, R. (2021). Update of the EAU/ESPU guidelines on urinary tract infections in children. *Journal of Pediatric Urology*, 17(2), 200-207.

Hombach, M., Maurer, F. P., Pfiffner, T., Böttger, E. C., & Furrer, R. (2015). Standardization of Operator-Dependent Variables Affecting Precision and Accuracy of the Disk Diffusion Method for Antibiotic Susceptibility Testing. *Journal of Clinical Microbiology*, 53(12), 3864-3869.

Horwitz, D., McCue, T., Mapes, A. C., Ajami, N. J., Petrosino, J. F., Ramig, R. F., & Trautner, B. W. (2015). Decreased microbiota diversity associated with urinary tract infection in a trial of bacterial interference. *The Journal of infection*, 71(3), 358-367.

Hosein, I. K., Hill, D. W., Jenkins, L. E., & Magee, J. T. (2002). Clinical significance of the emergence of bacterial resistance in the hospital environment. *Journal of Applied Microbiology*, 92 Suppl, 90S-7S.

I

Ichikawa, H., Jin, H. W., Terayama, R., Yamaai, T., Jacobowitz, D. M., & Sugimoto, T. (2005). Calretinin-containing neurons which co-express parvalbumin and calbindin D-28k in the rat spinal and cranial sensory ganglia; triple immunofluorescence study. *Brain Research*, 1061(2), 118-123.

Infermier .net . (s.d). *Cathéter veineux central-Mémo*.

Inhofer, J., Bertasi, A., Gangidine, M., Repas, S. J., Holmes, J., Harris, M., Stull, M., & Marco, C. (2022). Incidence of central line associated bloodstream infection following central venous catheter placement in the emergency department. *The American Journal of Emergency Medicine*, 51, 338-341.

J

Jabaley, T., Xiong, N., Conley, S., Mazeika, T., Johnson, D., Biggins, B. A., Hilton, N., & Hong, F. (2022). Transition de l'héparine au sérum physiologique pour fermer les cathéters veineux centraux en oncologie : Pratique fondée sur la recherche. *Canadian Oncology Nursing Journal*, 32(2), 294-302.

K

- Kaiser, T. D. L., Pereira, E. M., dos Santos, K. R. N., Maciel, E. L. N., Schuenck, R. P., & Nunes, A. P. F. (2013). Modification of the Congo red agar method to detect biofilm production by *Staphylococcus epidermidis*. *Diagnostic Microbiology and Infectious Disease*, 75(3), 235-239.
- Kakupa, D. K., Muenze, P. K., Byl, B., & Wilmet, M. D. (2016). Etude de la prévalence des infections nosocomiales et des facteurs associés dans les deux hopitaux universitaires de Lubumbashi, République Démocratique du Congo : Cas des Cliniques Universitaires de Lubumbashi et l'Hôpital Janson Sendwe. *The Pan African Medical Journal*, 24, 275.
- Kaplan, J. B. (2010). Biofilm Dispersal. *Journal of Dental Research*, 89(3), 205-218. <https://doi.org/10.1177/0022034509359403>
- Karambwe, S., Traoré, A. N., & Potgieter, N. (2024). Epidemiology of Cefotaxime-Hydrolysing β -Lactamase-Producing *Escherichia coli* in Children with Diarrhoea Reported Globally between 2012 and 2022. *Microorganisms*, 12(1), 171.
- Karmakar, A., Dua, P., & Ghosh, C. (2016). Biochemical and Molecular Analysis of *Staphylococcus aureus* Clinical Isolates from Hospitalized Patients. *The Canadian Journal of Infectious Diseases & Medical Microbiology = Journal Canadien des Maladies Infectieuses et de la Microbiologie Médicale*, 2016, 9041636.
- Keten, D., Aktas, F., Tunccan, O. G., Dizbay, M., Kalkanci, A., Biter, G., & Keten, H. S. (2014). Catheter-associated urinary tract infections in intensive care units at a university hospital in Turkey. *Bosnian Journal of Basic Medical Sciences*, 14(4), 227.
- Khanna, V., Mukhopadhyay, C., K E, V., Verma, M., & Dabke, P. (2013). Evaluation of central venous catheter associated blood stream infections : A microbiological observational study. *Journal of Pathogens*, 2013, 936864.
- Krawczyk, B., Wityk, P., Gałęcka, M., & Michalik, M. (2021). The Many Faces of *Enterococcus* spp.-Commensal, Probiotic and Opportunistic Pathogen. *Microorganisms*, 9(9), 1900.
- Kyriakidis, I., Vasileiou, E., Pana, Z. D., & Tragiannidis, A. (2021). *Acinetobacter baumannii* Antibiotic Resistance Mechanisms. *Pathogens*, 10(3), 373.

L

- Lafuente Cabrero, E., Terradas Robledo, R., Civit Cuñado, A., García Sardelli, D., Hidalgo López, C., Giro Formatger, D., Lacueva Perez, L., Esquinas López, C., & Tortosa Moreno, A. (2023). Risk factors of catheter-associated bloodstream infection : Systematic review and meta-analysis. *PLOS ONE*, 18(3), e0282290.
- Lalancette, C., Charron, D., Laferrière, C., Dolcé, P., Déziel, E., Prévost, M., & Bédard, E. (2017). Hospital Drains as Reservoirs of *Pseudomonas aeruginosa* : Multiple-Locus Variable-Number of Tandem Repeats Analysis Genotypes Recovered from Faucets, Sink Surfaces and Patients. *Pathogens (Basel, Switzerland)*, 6(3), 36.
- Leong, S. S., Lihan, S., & Toh, S. C. (2022). Prevalence of chloramphenicol-resistant gene in *Escherichia coli* from water sources in aquaculture farms and rivers of Kuching, Northwestern Borneo. *Fisheries and Aquatic Sciences*, 25(4), 202-213.
- Ling, M. L., Ching, P., Apisarnthanarak, A., Jaggi, N., Harrington, G., & Fong, S. M. (2023). APSIC guide for prevention of catheter associated urinary tract infections (CAUTIs). *Antimicrobial Resistance & Infection Control*, 12(1), 52.

Liu, X., Zimmermann, L. L., Ho, N., Vespa, P., Liao, X., & Hu, X. (2019). Evaluation of a New Catheter for Simultaneous Intracranial Pressure Monitoring and Cerebral Spinal Fluid Drainage : A Pilot Study. *Neurocritical Care*, 30(3), 617-625.

Loaiza, W. M., Ruiz, A. K. R., Patiño, C. C. O., & Vivas, M. C. (2023). Bacterial Resistance in Hospital-Acquired Infections Acquired in the Intensive Care Unit : A Systematic Review. *Acta Medica (Hradec Kralove)*, 66(1), 1-10.

M

MacPhail, A., Chraïti, M.-N., Zanella, M.-C., Hassoun-Kheir, N., Catho, G., Nguyen, A., Harbarth, S., & Buetti, N. (2024). Microbiology of catheter-associated bloodstream infection : Differences according to catheter type. *International Journal of Infectious Diseases: IJID: Official Publication of the International Society for Infectious Diseases*, 148, 107247.

Maki, D. G., Stolz, S. M., Wheeler, S., & Mermel, L. A. (1997). Prevention of central venous catheter-related bloodstream infection by use of an antiseptic-impregnated catheter. A randomized, controlled trial. *Annals of Internal Medicine*, 127(4), 257-266.

Manandhar, S., Singh, A., Varma, A., Pandey, S., & Shrivastava, N. (2018). Biofilm Producing Clinical Staphylococcus aureus Isolates Augmented Prevalence of Antibiotic Resistant Cases in Tertiary Care Hospitals of Nepal. *Frontiers in Microbiology*, 9, 2749.

Manian, F. A. (2009). IDSA guidelines for the diagnosis and management of intravascular catheter-related bloodstream infection. *Clinical Infectious Diseases: An Official Publication of the Infectious Diseases Society of America*, 49(11), 1770-1771; author reply 1771-1772.

Mansur, F. J., Barai, L., Karim, M. M., Haq, J. A., Fatema, K., & Faruq, M. O. (2014). Intravascular catheter related infections and antimicrobial susceptibility pattern of isolated bacteria in a tertiary care hospital of Bangladesh. *Indian Journal of Medical Microbiology*, 32(1), 68-71.

Marsh, N., Larsen, E. N., Ullman, A. J., Mihala, G., Cooke, M., Chopra, V., Ray-Barruel, G., & Rickard, C. M. (2024). Peripheral intravenous catheter infection and failure : A systematic review and meta-analysis. *International Journal of Nursing Studies*, 151, 104673.

Marzoug, O. A., Anees, A., & Malik, E. M. (2023). Assessment of risk factors associated with surgical site infection following abdominal surgery : A systematic review. *BMJ Surgery, Interventions, & Health Technologies*, 5(1), e000182.

Matuschek, E., Brown, D. F. J., & Kahlmeter, G. (2014). Development of the EUCAST disk diffusion antimicrobial susceptibility testing method and its implementation in routine microbiology laboratories. *Clinical Microbiology and Infection: The Official Publication of the European Society of Clinical Microbiology and Infectious Diseases*, 20(4), O255-266.

McDonald, M. K., Culos, K. A., Gatwood, K. S., Prow, C., Chen, H., Savani, B. N., Byrne, M., Kassim, A. A., Engelhardt, B. G., Jagasia, M., & Satyanarayana, G. (2018). Defining Incidence and Risk Factors for Catheter-Associated Bloodstream Infections in an Outpatient Adult Hematopoietic Cell Transplantation Program. *Biology of Blood and Marrow Transplantation*, 24(10), 2081-2087.

Melo, P. de C., Ferreira, L. M., Nader Filho, A., Zafalon, L. F., Vicente, H. I. G., & Souza, V. de. (2013). Comparison of methods for the detection of biofilm formation by Staphylococcus aureus isolated from bovine subclinical mastitis. *Brazilian Journal of Microbiology*, 44, 119-124.

Mermel, L. A., Allon, M., Bouza, E., Craven, D. E., Flynn, P., O'Grady, N. P., Raad, I. I., Rijnders, B. J. A., Sherertz, R. J., & Warren, D. K. (2009). Clinical Practice Guidelines for the Diagnosis and Management of Intravascular Catheter-Related Infection : 2009 Update by the Infectious Diseases Society of America. *Clinical infectious diseases : an official publication of the Infectious Diseases Society of America*, 49(1), 1-45.

- Merzougui, L., Barhoumi, T., Guizani, T., Barhoumi, H., Hannachi, H., Turki, E., & Majdoub, W. (2018). Les infections nosocomiales en milieu de réanimation : Incidence annuelle et aspects cliniques au Service de Réanimation Polyvalente, Kairouan, Tunisie, 2014. *The Pan African Medical Journal*, 30, 143.
- Mihai, M. M., Holban, A. M., Giurcaneanu, C., Popa, L. G., Oanea, R. M., Lazar, V., Chifiriuc, M. C., Popa, M., & Popa, M. I. (2015). Microbial biofilms : Impact on the pathogenesis of periodontitis, cystic fibrosis, chronic wounds and medical device-related infections. *Current Topics in Medicinal Chemistry*, 15(16), 1552-1576.
- Meunier, O. (2022). *Revue De L'infirmiere*, 71(282), 41-42.
- Miller, D. L., & O'Grady, N. P. (2012). Guidelines for the Prevention of Intravascular Catheter-Related Infections : Recommendations Relevant to Interventional Radiology for Venous Catheter Placement and Maintenance. *Journal of vascular and interventional radiology : JVIR*, 23(8), 997-1007.
- Millner, R., & Becknell, B. (2019). Urinary Tract Infections. *Pediatric Clinics of North America*, 66(1), 1-13. <https://doi.org/10.1016/j.pcl.2018.08.002>
- Mimoz, O., Rayeh, F., & Debaene, B. (2001). Infections liées aux cathéters veineux en réanimation. Physiopathologie, diagnostic, traitement et prévention. *Annales Françaises d'Anesthésie et de Réanimation*, 20(6), 520-536.
- Mion, S., Rémy, B., Plener, L., Chabrière, É., & Daudé, D. (2019). Quorum sensing et quorum quenching : Comment bloquer la communication des bactéries pour inhiber leur virulence ? *médecine/sciences*, 35(1), Article 1.
- Mirzaei, R., Mohammadzadeh, R., Alikhani, M. Y., Shokri Moghadam, M., Karampoor, S., Kazemi, S., Barfipoursalar, A., & Yousefimashouf, R. (2020). The biofilm-associated bacterial infections unrelated to indwelling devices. *IUBMB Life*, 72(7), 1271-1285.
- Mishra, A., Aggarwal, A., & Khan, F. (2024). Medical Device-Associated Infections Caused by Biofilm-Forming Microbial Pathogens and Controlling Strategies. *Antibiotics*, 13(7), 623.
- Mudrik-Zohar, H., Chowers, M., Temkin, E., & Shitrit, P. (2023). Preventing nosocomial bloodstream infections (NBSIs) by implementing hospitalwide, department-level, self-investigations : A NBSIs frontline ownership intervention. *Infection Control and Hospital Epidemiology*, 44(10), 1562-1568.
- Munita, J. M., & Arias, C. A. (2016). Mechanisms of Antibiotic Resistance. *Microbiology spectrum*, 4(2), 10.1128/microbiolspec.VMBF-0016-2015.
- Muteeb, G., Rehman, M. T., Shahwan, M., & Aatif, M. (2023). Origin of Antibiotics and Antibiotic Resistance, and Their Impacts on Drug Development : A Narrative Review. *Pharmaceuticals*, 16(11), 1615.
- Myrianthefs, P. M., Kalafati, M., Samara, I., & Baltopoulos, G. J. (2004). Nosocomial pneumonia. *Critical Care Nursing Quarterly*, 27(3), 241-257.

N

- Nordmann, P., Gniadkowski, M., Giske, C. G., Poirel, L., Woodford, N., Miriagou, V., & Carbapenemases, the E. N. on. (2012). Identification and screening of carbapenemase-producing Enterobacteriaceae. *Clinical Microbiology and Infection*, 18(5), 432-438.

O

- O'Hara, L. M., Thom, K. A., & Preas, M. A. (2018). Update to the Centers for Disease Control and Prevention and the Healthcare Infection Control Practices Advisory Committee Guideline for the

Prevention of Surgical Site Infection (2017) : A summary, review, and strategies for implementation. *American Journal of Infection Control*, 46(6), 602-609.

Owens, C. D., & Stoessel, K. (2008). Surgical site infections : Epidemiology, microbiology and prevention. *The Journal of Hospital Infection*, 70 Suppl 2, 3-10.

P

Pandit, P., Sahni, A. K., Grover, N., Dudhat, V., Das, N. K., & Biswas, A. K. (2021). Catheter-related blood stream infections : Prevalence, risk factors and antimicrobial resistance pattern. *Medical Journal, Armed Forces India*, 77(1), 38-45.

Papanikolopoulou, A., Maltezou, H. C., Stoupis, A., Kalimeri, D., Pavli, A., Boufidou, F., Karalexi, M., Pantazis, N., Pantos, C., Tountas, Y., Koumaki, V., Kantzanou, M., & Tsakris, A. (2022). Catheter-Associated Urinary Tract Infections, Bacteremia, and Infection Control Interventions in a Hospital : A Six-Year Time-Series Study. *Journal of Clinical Medicine*, 11(18), 5418.

Patel, P. K., Advani, S. D., Kofman, A. D., Lo, E., Maragakis, L. L., Pegues, D. A., Pettis, A. M., Saint, S., Trautner, B., Yokoe, D. S., & Meddings, J. (2023). Strategies to prevent catheter-associated urinary tract infections in acute-care hospitals : 2022 Update. *Infection control and hospital epidemiology*, 44(8), 1209-1231.

Pathak, R., Bierman, S. F., & d'Arnaud, P. (2018). Inhibition of bacterial attachment and biofilm formation by a novel intravenous catheter material using an in vitro percutaneous catheter insertion model. *Medical Devices (Auckland, N.Z.)*, 11, 427-432.

Peek-Asa, C., McArthur, D., Hovda, D., & Kraus, J. (2001). Early predictors of mortality in penetrating compared with closed brain injury. *Brain Injury*, 15(9), 801-810.

Pelling, H., Nzakizwanayo, J., Milo, S., Denham, E. L., MacFarlane, W. M., Bock, L. J., Sutton, J. M., & Jones, B. V. (2019). Bacterial biofilm formation on indwelling urethral catheters. *Letters in Applied Microbiology*, 68(4), 277-293.

Pinto, M., Borges, V., Nascimento, M., Martins, F., Pessanha, M. A., Faria, I., Rodrigues, J., Matias, R., Gomes, J. P., & Jordao, L. (2022). Insights on catheter-related bloodstream infections : A prospective observational study on the catheter colonization and multidrug resistance. *The Journal of Hospital Infection*, 123, 43-51.

R

Raad, I., Hanna, H. A., Alakech, B., Chatzinikolaou, I., Johnson, M. M., & Tarrand, J. (2004). Differential time to positivity : A useful met

Rai, S., Yadav, U. N., Pant, N. D., Yakha, J. K., Tripathi, P. P., Poudel, A., & Lekhak, B. (2017). *Bacteriological Profile and Antimicrobial Susceptibility Patterns of Bacteria Isolated from Pus/Wound Swab Samples from Children Attending a Tertiary Care Hospital in Kathmandu, Nepal*.

Roux, A., & Ghigo, J.-M. (2006). *Les biofilms bactériens*.

Rupp, M. E., & Majorant, D. (2016). Prevention of Vascular Catheter-Related Bloodstream Infections. *Infectious Disease Clinics of North America*, 30(4), 853-868.

S

Sabir, N., Ikram, A., Zaman, G., Satti, L., Gardezi, A., Ahmed, A., & Ahmed, P. (2017). Bacterial biofilm-based catheter-associated urinary tract infections : Causative pathogens and antibiotic resistance. *American Journal of Infection Control*, 45(10), 1101-1105.

Sakr, A., Brégeon, F., Mège, J.-L., Rolain, J.-M., & Blin, O. (2018). Staphylococcus aureus Nasal Colonization : An Update on Mechanisms, Epidemiology, Risk Factors, and Subsequent Infections. *Frontiers in Microbiology*, 9, 2419.

Sanchez-Contreras, M., Bauer, W. D., Gao, M., Robinson, J. B., & Allan Downie, J. (2007). Quorum-sensing regulation in rhizobia and its role in symbiotic interactions with legumes. *Philosophical Transactions of the Royal Society B: Biological Sciences*, 362(1483), 1149-1163.

Sartelli, M., Marini, C. P., McNelis, J., Coccolini, F., Rizzo, C., Labricciosa, F. M., & Petrone, P. (2024). Preventing and Controlling Healthcare-Associated Infections : The First Principle of Every Antimicrobial Stewardship Program in Hospital Settings. *Antibiotics*, 13(9), Article 9.

Schalk, E., Seltmann, A., Böll, B., Giesen, N., Grans-Siebel, J., Kriege, O., Lanznaster, J., Minti, A., Naendrup, J.-H., Neitz, J., Panse, J., Schmidt-Hieber, M., Seggewiss-Bernhardt, R., Teschner, D., Weber, P., Wille, K., von Lilienfeld-Toal, M., & Hentrich, M. (2025). Sex-Disaggregated Analysis of Central Venous Catheter-Related Bloodstream Infections in Patients with Cancer. *Oncology Research and Treatment*, 48(1-2), 37-47.

Seringe, É. (2017). [Epidemiology and prevention of health care associated infections]. *La Revue Du Praticien*, 67(2), 206-210.

Sharma, S., Mohler, J., Mahajan, S. D., Schwartz, S. A., Bruggemann, L., & Aalinkeel, R. (2023a). Microbial Biofilm : A Review on Formation, Infection, Antibiotic Resistance, Control Measures, and Innovative Treatment. *Microorganisms*, 11(6), 1614.

Shebl, E., & Gulick, P. G. (2025). Nosocomial Pneumonia. In *StatPearls*. StatPearls Publishing.

Shen, L., Fu, T., Huang, L., Sun, H., Wang, Y., Sun, L., Lu, X., Zhang, J., Yang, Z., & Ni, C. (2023). 7295 elderly hospitalized patients with catheter-associated urinary tract infection : A case-control study. *BMC Infectious Diseases*, 23, 825.

T

Tatsuno, K., Ikeda, M., Wakabayashi, Y., Yanagimoto, S., Okugawa, S., & Moriya, K. (2019). Clinical Features of Bloodstream Infections Associated with Peripheral Versus Central Venous Catheters. *Infectious Diseases and Therapy*, 8(3), 343-352.

Tazi, A., Disson, O., Bellais, S., Bouaboud, A., Tardieux, I., Trieu-Cuot, P., Lecuit, M., & Poyart, C. (2011). Méningite néonatale à streptocoque du groupe B : Identification d'un facteur de virulence essentiel. *médecine/sciences*, 27(4), 362-364.

Trochesset, D. A., & Walker, S. G. (2012). Isolation of Staphylococcus aureus from environmental surfaces in an academic dental clinic. *The Journal of the American Dental Association*, 143(2), 164-169.

Truong, W. R., Hidayat, L., Bolaris, M. A., Nguyen, L., & Yamaki, J. (2021). The antibiogram : Key considerations for its development and utilization. *JAC-Antimicrobial Resistance*, 3(2), dlab060.

Tuon, F. F., Suss, P. H., Telles, J. P., Dantas, L. R., Borges, N. H., & Ribeiro, V. S. T. (2023). Antimicrobial Treatment of Staphylococcus aureus Biofilms. *Antibiotics*, 12(1), 87.

V

Vincitorio, D., Barbadoro, P., Pennacchietti, L., Pellegrini, I., David, S., Ponzio, E., & Prospero, E. (2014). Risk factors for catheter-associated urinary tract infection in Italian elderly. *American Journal of Infection Control*, 42(8), 898-901.

W

Wang, Yiping, Huangdu Hu, Qiucheng Shi, Ping Zhang, Dongdong Zhao, Yan Jiang, et Yunsong Yu. 2024. « Prevalence and Characteristics of Ertapenem-Mono-Resistant Isolates among Carbapenem-Resistant Enterobacterales in China ». *Emerging Microbes & Infections* 13 (1): 2332658.

Wang, H., Tong, H., Liu, H., Wang, Y., Wang, R., Gao, H., Yu, P., Lv, Y., Chen, S., Wang, G., Liu, M., Li, Y., Yu, K., & Wang, C. (2018). Effectiveness of antimicrobial-coated central venous catheters for preventing catheter-related blood-stream infections with the implementation of bundles : A systematic review and network meta-analysis. *Annals of Intensive Care*, 8(1), 71.

Warren, N. G., Body, B. A., & Dalton, H. P. (1983). An improved reagent for mycobacterial nitrate reductase tests. *Journal of Clinical Microbiology*, 18(3), 546-549.

Wi, Y. M., & Patel, R. (2018). Understanding Biofilms and Novel Approaches to the Diagnosis, Prevention, and Treatment of Medical Device-Associated Infections. *Infectious disease clinics of North America*, 32(4), 915-929.

Wichmann, D., Belmar Campos, C. E., Ehrhardt, S., Kock, T., Weber, C., Rohde, H., & Kluge, S. (2018). Efficacy of introducing a checklist to reduce central venous line associated bloodstream infections in the ICU caring for adult patients. *BMC Infectious Diseases*, 18(1), 267.

Wijaya, M., Halleyantoro, R., & Kalumpiu, J. F. (2023). Biofilm : The invisible culprit in catheter-induced candidemia. *AIMS Microbiology*, 9(3), 467-485.

Z

Zardi, E. M., Chello, M., Zardi, D. M., Barbato, R., Giacinto, O., Mastroianni, C., & Lusini, M. (2022). Nosocomial Extracardiac Infections After Cardiac Surgery. *Current Infectious Disease Reports*, 24(11), 159-171.

Zhao, A., Sun, J., & Liu, Y. (2023). Understanding bacterial biofilms : From definition to treatment strategies. *Frontiers in Cellular and Infection Microbiology*, 13, 1137947.

ANNEXES

Composition des milieux de cultures

- **Gélose de chapman**

Ingrédients	Quantités g/l
Peptones	11
Extrait de viande	1
Chlorure de sodium	75
Mannitol	10
Rouge de phénol	0,025
Agar	15
PH	4+/-0,2

- **Gélose de EMB**

Ingrédients	Quantités g/l
Gélopeptone (quelconque)	10
Lactose	5
saccharose	5
Hydrogénophosphate de potassium	2
Eosine Y	0,4
Bleu de méthylène	0,065
Agar	13,5
PH	7,2+/- 0,2

- **Gélose de HK**

Ingrédients	Quantités g/l
Peptone	12
Extrait de levure	12
Lactose	12
Saccharose	12
Salicine	2
Citrate de fer	1,5
Sel biliaire	9
Fuchsine acide	0,1

Bleu de bomotymol	0,065
Chlorure de sodium	5
Agar	14
PH	7,6

- **Gélose de MacConkey**

Ingrédients	Quantités g/l
Peptone	20
Sucre	10
Chlorure de sodium	5
Agar	15
PH	7,1

- **Gélose de Muller-Hinton**

Ingrédients	Quantités g/l
Infusion de viande de bœuf	3
Hydrolysate de caséine	17,5
Amidon	1,5
Agar	17
PH	7,4

- **Milieu de Rouge Congo**

Ingrédients	Quantités g/l
Rouge Congo	0,8
Saccharose	36
BHIB	37
Agar	15
PH	7,2 +/- 0,2

- Milieu de Manitol-mobilité

Ingrédients	Quantités g/l
Peptone trypsique de viande	10
Mannitol	7,5
Rouge de phénol 1%	0 ,04
Agar	4
PH	7,6+/-0,2

- Le milieu Citrate de Simmons

Ingrédients	Quantités g/l
Citrate de sodium	2
Chlorure de sodium	5
Sulfate de magnésium	0,2
Phosphate monoammoniaque	1
Phosphate bipotasiaque	1
Bleu de bromotymol	0,08
Agar	15
PH	7,1

- Le milieu de TSI

Ingrédients	Quantités g/l
Peptone	20
Extrait de levure	3
Extrait de viande de bœuf	3
Chlorure de sodium	5
Citrate ferrique	0 ,3
Thiosulfate de sodium	0,3
Lactose	10
Glucose	1
Saccharose	10
Rouge de phénol	0,05

Agar	12
PH	7,4

- **Urée-indole**

Ingrédients	Quantités g/l
Urée	2
Tryptophane	0,3
Chlorure de sodium	0,5
Hydrogénophosphate de potassium	0,1
Dihydroénopohsphate de potassium	0 ,1
Rouge de phénol	0,0025
Agar	7
PH	7

- **Bouillon nutritif**

Ingrédients	Quantités g/l
Peptone	10
Extrait de bœuf	1
Extrait de levure	2
Chlorure de sodium	5
PH	6,2+/-0,2

- **Eau peptoné**

Ingrédients	Quantités g/l
Peptone exepte d'indole	15
Chlorure de sodium	5
PH	7,2

- **BHIB**

Ingrédients	Quantités g/l
Brain infusion solids	2
Tryptophane	0,3
Chlorure de sodium	0,5
Hydrogénophosphate de potassium	0,1
Dihydroéno-phosphate de potassium	0,1
Rouge de phénol	0,0025
Agar	7
PH	7

Composition des réactifs

Réactifs de Griess (NR1 et NR2)

- **NR1**

Ingrédients	Quantités g/l
Acide sulfanilique	0,008
Acide acétique 5N	1
PH	7,4

- **NR2**

Ingrédients	Quantités g/l
Diméthylamine	0,6
Acide acétique 5N	1
PH	7,4

- **Réactive de Kovacs**

Ingrédients	Quantités ml
p-diméthylaminebenzaldéhyde	10
Acide chloridique	50

Alcool amylique	150
-----------------	-----

- **Violet de gentiane**

Ingrédients	Quantités g/l
Voilet de gentiane	10
phénol	20
Ethanol (90°GL)	1

- **Solution de Lugol**

Ingrédients	Quantités g/l
Iodure de potassium	2
Diode I2	1
Eau q.s.ad	100

- **La fuchsine**

Ingrédients	Quantités g/l
Fuchsine basique	10
Phénol	50
éthanol	1

- **Liste des antibiotiques testés pour les souches d'*Escherichia coli*.**

L'antibiotique	Famille d'antibiotique	Charge du disque (µg)	La marque
Céfotaxime (CTX)	Céphalosporine de 3e génération	5	Liofilchem®
Imipenème (IMI)	Carbapénème	10	Liofilchem®
Tétracycline (TE)	Tétracycline	30	Oxoid™
Ceftazidime (CAZ)	Céphalosporine de 3e génération	30	Liofilchem®
Chloramphénicol (CT)	Amphénicol	10	Liofilchem®
Ertapénème (ETP)	Carbapénème	10	Liofilchem®

- Diamètres des zones d'inhibition des antibiotiques contre *Escherichia coli*

ATB (mm) souche	CTX	IMI	TE	CAZ	CT	ETP
IN12	22	31	20	19	10	22
IN8	27	35	22	17	11	26
0215	26	33	23	15	11	15
IN9	22	30	21	16	10	22
IN10	23	29	20	17	10	21
P2	21	35	24	15	10	22
IN6	22	30	22	15	10	23
P5	25	31	20	18	10	25
P6	24	35	22	17	10	24
IN19	23	33	21	19	15	25
IN20	28	40	26	15	18	33
IN25	27	40	25	17	10	21
IN26	26	40	22	16	10	20
IN29	25	39	23	19	15	19

Résumé :

Les infections nosocomiales, en particulier celles liées à l'utilisation de cathéters intraveineux, constituent une problématique majeure en milieu hospitalier. Cette étude, menée au CHU Khellil Amrane de Béjaïa, a évalué la contamination des dispositifs intravasculaires à travers l'identification des souches bactériennes, leur capacité à former des biofilms et leur profil de résistance aux antibiotiques. Sur les 71 prélèvements analysés, 101 souches ont été isolées, avec une prédominance de *Staphylococcus aureus*, *Escherichia coli* et *Pseudomonas aeruginosa*. La méthode du Congo Red Agar a révélé que 64,4 % des souches étaient capables de produire un biofilm, augmentant ainsi leur virulence. Les tests de sensibilité ont mis en évidence une inquiétante multirésistance, notamment chez les entérobactéries, bien que certaines molécules comme l'imipénème restent efficaces. Ces résultats soulignent l'importance cruciale d'une hygiène rigoureuse, d'un usage raisonné des antibiotiques et d'une surveillance microbiologique régulière pour limiter la dissémination des germes pathogènes. L'approche intégrée microbiologie, prévention et antibiothérapie apparaît indispensable pour maîtriser les infections liées aux cathéters.

Mots-clés : Infections nosocomiales, Cathéters intraveineux, Biofilm, Multirésistance, Antibiogramme.

Abstract:

Nosocomial infections, particularly those associated with the use of intravenous catheters, represent a major concern in hospital settings. This study, conducted at the Khellil Amrane University Hospital Center in Béjaïa, assessed the contamination of intravascular devices through the identification of bacterial strains, their ability to form biofilms, and their antibiotic resistance profiles. From the 71 samples analyzed, 101 bacterial strains were isolated, with a predominance of *Staphylococcus aureus*, *Escherichia coli*, and *Pseudomonas aeruginosa*. The Congo Red Agar method revealed that 64.4% of the strains were capable of producing biofilms, thereby increasing their virulence. Antibiotic susceptibility testing highlighted a concerning level of multidrug resistance, particularly among Enterobacteriaceae, although certain agents such as imipenem remain effective. These findings underscore the critical importance of rigorous hygiene practices, rational antibiotic use, and regular microbiological surveillance to limit the spread of pathogenic microorganisms. An integrated approach combining microbiology, prevention, and antimicrobial therapy is essential for controlling catheter-related infections.

Keywords: Nosocomial infections, Intravenous catheters, Biofilm, Multidrug resistance, Antibiogram.