

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

République Algérienne Démocratique et Populaire

وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

جامعة الدكتور مولاي الطاهر، سعيدة

Université Dr MOULAY Tahar, Saïda



كلية العلوم

Faculté des Sciences

قسم البيولوجيا

Département de Biologie

Mémoire pour l'obtention du diplôme de Master

En Sciences biologiques

Spécialité : Microbiologie Appliquée

Thème :

Evaluation du risque infectieux fongique lié aux cathéters veineux au service de chirurgie de l'établissement hospitalier de Saïda

Présenté par : Mme RACHEDI Manel

Mme NOUAR Leila

Soutenu le : 22/06/2025

Devant le jury composé de :

Président	M ^{me} CHALAANE Fatiha	MCA Université de Saïda
Examineur	M ^{me} GHOUTI Dalila	MCA Université de Saïda
Rapporteur	M ^{me} BELGACEM Habiba	MCB Université de Saïda

Année universitaire 2024/2025

Remerciement

Nous rendons avant toute chose grâce à dieu le tout puissant de nous avoir donné la volonté et la patience nécessaires pour réaliser ce modeste mémoire nous lui sommes redevable de nous avoir guidé et soutenu durant notre long cursus scolaire. Nous formons le vœu et l'espoir qu'il continuera à nous aider à réussir tout ce qu'entreprenons. Nos sincères remerciements s'adressent ensuite à :
Notre promoteur : Madame BELGACEM Habiba.

Nous tenant également à remercier les membres de jury qui nous font l'honneur de présider et d'examiner notre travail.

Enfin, on remercie tous ceux qui ont participé de loin ou de près à la réalisation de ce mémoire.

RACHEDI Manel

NOUAR Leila

Dédicace

Avec l'assistance de dieu, qui ma muni la puissance de volonté et ma donnée la patience de recherche et faire beaucoup d'efforts pour réaliser mon but, j'ai pu terminer ce travail que je dédie à:

- ❖ A la mémoire de mon cher père que dieu le bénisse, Ton absence est une douleur silencieuse, mais ton amour, tes valeurs et tes conseils continuent de m'accompagner chaque jour. Ce travail, je te le dédie avec émotion et reconnaissance.
- ❖ À ma mère, pour son courage, sa tendresse et son soutien indéfectible.
- ❖ À ma famille, pour leur présence réconfortante et leurs encouragements constants.
- ❖ À mon encadreur Madame BELGACEM Habiba.
- ❖ À mes enseignants et collègues, pour leur accompagnement tout au long de ce parcours.
- ❖ À ma copine NOUAR Leila.

Merci à tous ceux qui m'ont soutenu.

RACHEDI Manel

Dédicace

Je dédie ce mémoire :

A mes parents qui ont été toujours à mes côtés pour me soutenir et me donner le courage pour terminer mes études.

Merci beaucoup papa et maman je vous aime beaucoup.

- ❖ A mes frères et mes sœurs.
- ❖ A mon encadreur Madame BELGACEM Habiba.
- ❖ A ma copine RACHEDI Manel.
- ❖ Et a tous mes amies.

NOUAR Leila

Liste des abréviations :

CVP : cathéter veineux périphérique.

CVC : cathéter veineux central.

ILC : infection liée aux cathéters.

SDD : une sensibilité dose-dépendante.

EPH : L'eau physiologique.

AMM : L'Association Médicale Mondiale.

MHGBM : Mueller-Hinton supplémenté de 2% de glucose et de 0,5 µg/mL de bleu de méthylène ; MH : 38 g/L

Liste des tableaux :

Tableau N°01 : Facteurs influençant la durée de maintien du CVP.....	8
Tableau N°02 : Les aspects typiques des espèces les plus fréquemment rencontrées sur le milieu CHROMagar <i>Candida</i>	24
Tableau N°03 : la répartition par sexe.....	29
Tableau N°04 : La fréquence des souches isolées à partir des CVP.....	32

Liste des figures :

Figure N°01 : Un cathéter veineux périphérique (CVP).....	5
Figure N°02 : Un cathéter veineux central (CVC).....	6
Figure N°03 : Le développement du biofilm fongique.....	15
Figure N°04 : L'insertion de cathéter dans un tube qui contient de 1ml d'EPH.....	22
Figure N°05 : L'agitation de tube dans un vortex.....	22
Figure N°06 : L'identification microscopique.....	23
Figure N°07 : Répartition des patients selon la durée du cathétérisme.....	30
Figure N°08 : Répartition des échantillons selon la présence des microorganismes.....	30
Figure N°09 : Répartition des échantillons selon le type microbien.....	31
Figure N°10 : Identification macroscopique de la boîte (1) M21 <i>Aspergillus</i>	32
Figure N°11 : Identification macroscopique de la boîte (1) M22 <i>Aspergillus</i>	32
Figure N°12 : Identification macroscopique de la boîte (1) M23 <i>Aspergillus</i>	33
Figure N°13 : Identification macroscopique de la boîte (1) M7 <i>Pénicillium</i>	33
Figure N°14 : Identification macroscopique de la boîte (2) M11 <i>Pénicillium</i>	33
Figure N°15 : Identification macroscopique de la boîte (1) M28 <i>Pénicillium</i>	34
Figure N°16 : Identification macroscopique de la boîte (2) M8 <i>Rhizopus</i>	34
Figure N°17 : Identification macroscopique de la boîte (2) M31 <i>Cladosporium</i> et <i>pénicillium</i>	35
Figure N°18 : Identification macroscopique de la boîte (2) M9 <i>Mucor</i>	35
Figure N°19 : Identification macroscopique de la Boîte (1) M4 <i>Candida</i>	36
Figure N°20 : Identification macroscopique de la boîte (1) M30 <i>Candida</i>	36
Figure N°21 : Identification microscopique de la boîte (1) M21 <i>Aspergillus</i>	37
Figure N°22 : Identification microscopique de la boîte (1) M22 <i>Aspergillus</i>	37
Figure N°23 : Identification microscopique de la boîte (1) M7 <i>Pénicillium</i>	37
Figure N°24 : Identification microscopique de la boîte (2) M11 <i>Pénicillium</i>	37

Figure N°25 : Identification microscopique de la boîte (2) M8 <i>Rhizopus</i>	38
Figure N°26 : Identification microscopique de la boîte (2) M9 <i>Mucor</i>	38
Figure N°27 : Identification microscopique de la boîte (1) M4 <i>Candida</i>	39
Figure N°28 : Identification microscopique de la boîte (1) M30 <i>Candida</i>	39
Figure N°29 : La boîte (1) M30 <i>Candida glabrata</i>	39
Figure N°30 : La boîte (1) M4 <i>Candida krusei</i>	39
Figure N°31 : Résultat du test de blastèse sous microscope de la boîte (1) M30.....	40
Figure N°32 : Résultat du test de blastèse sous microscope de la boîte (1) M4.....	40
Figure N°33: Résultat de la résistance des souches <i>candida</i> de la boîte M30 l'acide borique.	41
Figure N°34 : Résultat de la résistance des souches <i>candida</i> de la boîte M4 l'acide borique..	41
Figure N°35 : Résultat de la résistance des souches <i>candida</i> de la boîte M30 à l'amphotéricine B avec la méthode des disques.....	42
Figure N°36 : Résultat de la résistance des souches <i>candida</i> de la boîte M4 à l'amphotéricine B avec la méthode des disques.....	42
Figure N°37 : Résultat de la résistance des souches <i>candida</i> de la boîte M30 à l'amphotéricine B avec la méthode des puits.....	42
Figure N°38 : Résultat de la résistance des souches <i>candida</i> de la boîte M4 à l'amphotéricine B avec la méthode des puits.....	42
Figure N°39 : Résultat de test d'activité antifongique (méthode des puits) de la boîte M4....	43
Figure N°40 : Résultat de test d'activité antifongique de produit de la ruche (méthode des puits) de la boîte M30.....	44

Résumé :

L'usage des cathéters intravasculaires représente une pratique médicale indispensable en milieu hospitalier, facilitant l'administration de nombreux traitements et améliorant considérablement la prise en charge des patients. Toutefois, ces dispositifs peuvent constituer un vecteur de colonisation microbienne, notamment par des levures pathogènes du genre *Candida*, exposant ainsi les patients à un risque accru d'infections fongiques associées aux soins. Malheureusement, l'arsenal thérapeutique disponible pour la prise en charge de ces infections, reste très réduit en raison de la toxicité et/ou de l'apparition de résistance vis-à-vis de certains antifongiques notamment chez les immunodéprimés.

Dans cette optique, une étude a été menée au sein de l'établissement hospitalier Ahmed MEDAGHRI à Saida, ayant pour objectif l'isolement et l'identification des souches fongiques et surtout les levures du genre *Candida* à partir de cathéters veineux périphériques laissés en place depuis au moins 48 heures et déterminer l'incidence et le degré de sensibilité de *Candida spp.* , isolées de cathéters veineux périphériques, à l'acide borique et à l'amphotéricine B.

L'identification des souches isolées a été effectuée à l'aide d'une observation microscopique et utilisation de chromagar, Durant la période d'investigation, 30 prélèvements ont été réalisés sur des cathéters veineux périphériques, révélant un taux de contamination de 80%. Deux souches fongiques ont été identifiées : *Candida glabrata* et *Candida krusei*, toutes deux reconnues pour leur implication dans des infections nosocomiales et 05 souches de champignons filamenteuses.

Ces résultats mettent en évidence la nécessité de respecter scrupuleusement les protocoles d'hygiène relatifs à la pose et à la gestion des cathéters, afin de limiter le risque de colonisation fongique et les complications infectieuses qui en résultent.

Mots-clés : Infections nosocomiales, cathéters veineux périphériques, contamination fongique, *Candida glabrata*, *Candida krusei*

Abstract :

The use of intravascular catheters represents an essential medical practice in the hospital setting, facilitating the administration of numerous treatments and significantly improving patient care. However, these devices can constitute a vector for microbial colonization, particularly by pathogenic yeasts of the genus *Candida*, thus exposing patients to an increased risk of healthcare-associated fungal infections. Unfortunately, the therapeutic arsenal available for the treatment of these infections remains very limited due to the toxicity and/or emergence of resistance to certain antifungals, particularly in immunocompromised patients.

With this in mind, a study was conducted at the Ahmed Medaghri Hospital in Saida, with the aim of isolating and identifying fungal strains, especially yeasts of the genus *Candida*, from peripheral venous catheters left in place for at least 48 hours, and determining the incidence and degree of sensitivity of *Candida spp.* , isolated from peripheral venous catheters, with boric acid and amphotericin B.

The isolated strains were identified using microscopic observation and chromagar. During the investigation period, 30 samples were taken from peripheral venous catheters, revealing a contamination rate of 80%. Two fungal strains were identified: *Candida glabrata* and *Candida krusei*, both known for their involvement in nosocomial infections and 05 strains of filamentous fungi.

These results highlight the need to scrupulously adhere to hygiene protocols for catheter insertion and management to limit the risk of fungal colonization and the resulting infectious complications.

Keywords: Nosocomial infections, peripheral venous catheters, fungal contamination, *Candida glabrata*, *Candida krusei*.

ملخص :

يمثل استخدام القسطرة داخل الأوعية الدموية إجراءً طبيًا ضروريًا في بيئة المستشفى، حيث يُسهّل إعطاء العلاجات المختلفة ويساهم في تحسين رعاية المرضى بشكل كبير. ومع ذلك، فإن هذه الأجهزة قد تُشكّل بيئة مناسبة للاستعمار، مما يُعرّض المرضى لخطر متزايد للإصابة *Candida* الميكروبي، خصوصًا من قبل الخمائر الممرضة التابعة لجنس *Candida*. العدوى الفطرية المرتبطة بالرعاية الصحية

وللأسف، لا تزال الخيارات العلاجية المتاحة لهذه العدوى محدودة نسبيًا، وذلك بسبب السمية المحتملة للعوامل المضادة للفطريات، و/أو ظهور مقاومة دوائية، خاصةً لدى المرضى الذين يعانون من ضعف في الجهاز المناعي.

انطلاقًا من هذا الواقع، تم إجراء دراسة في مستشفى أحمد مدغري بسعيدة، هدفت إلى عزل وتحديد السلالات الفطرية، وخصوصًا الخمائر، من القساطر الوريدية الطرفية التي بقيت في مكانها لمدة لا تقل عن 48 ساعة، بالإضافة إلى تقييم معدل حدوثها ودرجة حساسيتها لكل من حمض البوريك والأمفوتيريسين ب

خلال فترة الدراسة، تم جمع 31 عينة من القساطر الوريدية الطرفية، وقد أظهرت النتائج معدل تلوث بلغ 80%. تم تحديد *Candida glabrata* و *Candida krusei* سلالتين من الخمائر هما

، وهما معروفتان بدورهما في التسبب بعدوى المستشفيات، إلى جانب عزل خمس أنواع أخرى من الفطريات الشعاعية. تُبرز هذه النتائج ضرورة الالتزام الصارم بإجراءات التعقيم والنظافة عند إدخال القسطرة وإدارتها، للحد من الاستعمار الفطري والمضاعفات المعدية المرتبطة به

:الكلمات المفتاحية

Candida glabrata – *Candida krusei* – العدوى المرتبطة بالمستشفيات – القسطرة الوريدية الطرفية – التلوث الفطري

Table des matières :

Remerciements	
Dédicace	
Liste des abréviations	
Liste des tableaux	
Liste des figures	
Résumé	
Abstract	
ملخص	
 Introduction générale	1
 Première partie : Revue bibliographique	
A. Généralités.....	4
1/ Définition de cathéter veineux.....	4
1.1/ Les types de cathéters veineux.....	5
1.1.1/ Cathéters veineux périphériques (CVP).....	5
1.1.2/ Cathéters veineux centraux (CVC).....	6
1.2/ Utilisation des CVP en chirurgie.....	6
1.3/ Durée de maintien des CVP.....	7
1.3.1/ Facteurs influençant la durée de maintien.....	7
1.4 / Complications liées aux CVP.....	9
1.4.1/ Complications infectieuses.....	9
2/ Les infections liées aux cathéters.....	9
2.1/ La différence entre la colonisation, l'infection locale et l'infection systémique.....	9
B. Étiologie et physiopathologie.....	10

1/ Principaux agents fongiques en cause	10
1.1/ Levure	10
1.1.1/ <i>Candida albicans</i>	10
1.1.2/ <i>Candida parapsilosis</i>	11
1.1.3/ <i>Candida glabrata</i>	11
1.2/ Champignon	11
1.2.1/ <i>Aspergillus</i>	11
1.2.2/ <i>Penicillium</i>	12
1.2.3/ <i>Rhizopus</i>	12
1.2.4/ <i>Fusarium</i>	12
1.2.5/ <i>Mucor</i>	13
2/ Mécanisme d'infection et de formation de biofilm	13
2.1/ Mode d'adhésion des champignons aux surface des cathéters	13
a/ Adhésion initiale et reconnaissance de surface	14
b/ Implication des adhésines spécifiques de <i>Candida</i>	14
c/ Développement du biofilm sur le cathéter	14
2.2/ Le développement du biofilm fongique et la résistance aux antifongiques	14
2.3/ Facteurs favorisant la formation du biofilm	15
C. Diagnostic des infections fongiques.....	16
1/ Manifestations cliniques.....	16
1.1/ Les Signes locaux.....	16
1.2/ Les Signes systémiques.....	16
2/ Les Méthodes de détection.....	17
D. Facteurs de risque.....	17
1/ Les facteurs de risques liés aux cathéters.....	17
E. Prévention.....	19
1/ Mesures de prévention.....	19

Deuxième partie : Matériels et méthodes	
1. Collecte des données.....	21
2. Éthique.....	21
3. Prélèvements.....	21
4. Isolement et purification.....	22
5. Identification des souches.....	23
5.1/ Identification microscopique.....	23
5.2/ Identification des levures par le CHROMagar <i>Candida</i>	23
5.3/ Identification des moisissures	25
6/ Étude phénotypique de la résistance des isolats de <i>Candida spp</i> aux agents antifongiques	25
6.1/ Test de sensibilité à l'acide borique.....	25
6.2/ Test de sensibilité à l'Amphotéricine B	25
6.2.1/ Méthode sur milieu solide	25
7/ Test du filament germinatif (Germ Tube Test)	26
7.1/ Test de blastèse	26
8/ La mise en évidence des activités antifongique du miel contre les souches de <i>Candida</i> isolées	26
8.1/ Méthode de diffusion sur gélose	26
Troisième partie : Résultats et discussions	
1/ Profil des patient durant l'hospitalisation.....	29
2/ Âge et durée de cathétérisme	29
3/ Prévalence des cathéters colonisés par des microorganismes	30
4/ Fréquence d'isolement des germes à partir de cathéters veineux périphériques.....	31
5/ Identification macroscopique des souches isolées.....	32
6/ Identification microscopique des souches isolées (Levures et champignons).....	36
7/ Culture et identification des souches isolées de <i>Candida</i>	39
8/ Résultat du test de blastèse (ou test de germination de Tschadjan).....	40

9/ Résultat de l'activité antifongique	40
9.1/ Résistance à l'acide borique.....	40
9.2/ Résistance à l'amphotéricine B	41
10/ Résultats des tests d'activité antifongique (méthode des disques)	43
11/ Interprétation et discussion des résultats	44
 Conclusion générale	 47
 Référence bibliographique	
 Annexe.....	

INTRODUCTION GENERALE

INTRODUCTION GENERALE

Introduction générale :

En milieu hospitalier, la mise en place d'un cathéter veineux périphérique est une pratique courante, représentant 90 % des cathéters vasculaires utilisés (Institut de Veille Sanitaire, 2006). Toutefois, ces dispositifs peuvent entraîner un risque infectieux, parfois à l'origine de complications graves pour le patient. (Espinasse et al. 2010)

Même si ces dispositifs médicaux sont habituellement implantés de manière temporaire, leur mise en place peut provoquer des complications infectieuses, pouvant entraîner une hospitalisation prolongée, une augmentation des coûts de traitement, voire, dans certains cas, des décès. (Drugeon et al.)

En l'absence de signes cliniques à la fois sensibles et spécifiques, le diagnostic d'infection liée au cathéter (ILC) repose essentiellement sur des examens microbiologiques. Toutefois, ces derniers demeurent encore insuffisamment évalués, notamment lorsque la suspicion d'ILC est faible et qu'aucun signe de gravité n'est présent. (Moussaoui, 2014)

Le recours au cathétérisme veineux périphérique favorise la colonisation des patients par des champignons, en particulier ceux du genre *Candida*, pouvant entraîner des infections superficielles et/ou systémiques, appelées candidoses. (Fesharaki et al. 2018)

La candidose résulte en partie de la transition de la levure *Candida* d'un état saprophyte à un état pathogène virulent. Cette transformation est favorisée notamment par l'insertion de cathéters et par une réponse immunitaire inadaptée. (Poissy et al. 2015)

Par ailleurs, les levures du genre *Candida* sont à l'origine de la plupart des infections fongiques liées à la santé, *Candida albicans* représentant à lui seul 50 à 75% de ces infections. (Pittet, 2000 ; Bekkal Brikci-Benhabib et al. 2015)

D'autres espèces de *Candida non albicans*, notamment *Candida parapsilosis* et *Candida glabrata*, sont également reconnues comme des agents pathogènes majeurs responsables de candidoses nosocomiales. (Seddiki et al. 2015)

Les infections fongiques représentent une cause majeure de morbidité et de mortalité chez les patients hospitalisés, en particulier ceux qui sont immunodéprimés ou porteurs de dispositifs

Introduction

invasifs tels que les cathéters veineux. Parmi ces infections, les candidémies occupent une place importante, avec *Candida albicans* en tête, bien que d'autres espèces émergent de plus en plus, notamment *Candida glabrata* et *Candida auris*. (Pfaller et al. 2007)

L'objectif de ce mémoire est d'évaluer le risque infectieux fongique lié à l'utilisation des cathéters veineux dans le service de chirurgie de l'établissement hospitalier de Saïda.

Il s'agit :

- d'identifier la fréquence des infections fongiques liées aux cathéters.
- d'analyser les facteurs de risque associés à ces infections.
- d'évaluer les pratiques de prévention mises en œuvre.
- de proposer des recommandations pour réduire l'incidence de ces infections et améliorer la qualité des soins.

PREMIERE PARTIE:
SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE

SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE
PREMIERE PARTIE:

A) Généralité :

Les infections fongiques, en particulier celles causées par les levures du genre *Candida*, sont de plus en plus signalées comme causes d'infections liées aux cathéters, dépassant parfois en fréquence les infections bactériennes dans certaines unités de soins intensifs et services chirurgicaux (Pfaller et al. 2007)

Ces infections sont souvent graves, difficiles à diagnostiquer précocement, et peuvent évoluer rapidement vers des formes systémiques (candidémies), avec un taux de mortalité pouvant atteindre 40 %. (Pappas et al. 2018)

La multiplication de ces infections dans les établissements de santé est liée à plusieurs facteurs : la durée de pose des cathéters, l'usage abusif des antibiotiques, la présence de comorbidités, ou encore des conditions d'hygiène insuffisantes. Le biofilm fongique qui se forme sur la surface interne des cathéters rend les traitements antifongiques moins efficaces et favorise la persistance de l'infection. (Nobile et al. 2015)

1/ Définition de cathéter veineux :

Le cathéter, issu du terme grec *katatheinein* signifiant « faire descendre », est un tube de dimensions variables, souple ou rigide, fabriqué à partir de matériaux tels que le métal, le verre, le caoutchouc ou plus fréquemment des matières plastiques. (Boutaina, 2022)

Il est conçu pour être introduit dans un canal corporel, un vaisseau sanguin ou un organe creux, afin de permettre l'exploration, l'administration de liquides ou le drainage de certaines cavités. (Boutaina, 2022)

Dans des contextes cliniques critiques comme la réanimation, l'oncologie ou l'hémodialyse, l'accès vasculaire est indispensable pour un traitement efficace. L'insertion d'un cathéter vasculaire facilite notamment l'expansion rapide du volume intravasculaire, l'administration de médicaments, la nutrition parentérale et les transfusions. Elle permet également la surveillance hémodynamique continue et garantit une voie d'accès immédiate en situation d'urgence. (SFHH, 2005)

Les cathéters sont généralement fabriqués à partir de matériaux biocompatibles tels que la silicone, le polyuréthane ou le polytétrafluoroéthylène (PTFE), reconnus pour leur bonne

tolérance par l'organisme. D'autres matériaux comme l'acier inoxydable ou le latex sont de moins en moins utilisés en raison de leur potentiel allergène (SFHH, 2005)

La fabrication des cathéters repose sur des normes de qualité strictes. Ils doivent offrir une résistance mécanique adéquate, une flexibilité suffisante et une bonne compatibilité avec les médicaments parfois corrosifs. De plus, ils doivent minimiser les risques de thrombose et d'infection. (Boukrous et al. 2022)

1.1/ Les types des cathéters veineux :

Il existe deux types de cathéters veineux :

1.1.1/ Les cathéters veineux périphériques (CVP) :

Les cathéters veineux périphériques sont des dispositifs médicaux stériles insérés dans une veine superficielle à travers la peau. Utilisés à des fins diagnostiques ou thérapeutiques, ils servent à administrer par voie parentérale des médicaments, des solutés, des produits sanguins ou des solutions nutritives. Leur emploi est courant et concerne tous les domaines de la prise en charge médicale. (Coello et al. 2003)



Figure N°01 : Un cathéter veineux périphérique (CVP)

1.1.2/ Les cathéters veineux centraux (CVC) :

Il s'agit d'un accès vasculaire central de gros calibre, conçu pour permettre à la fois des prélèvements sanguins et l'administration de volumes importants de solutions. Ce dispositif est essentiel pour plusieurs prises en charge médicales, notamment la nutrition parentérale totale, la chimiothérapie, l'antibiothérapie, le traitement antalgique, les soins palliatifs et l'hémodialyse. (Bismut et al. 2004)

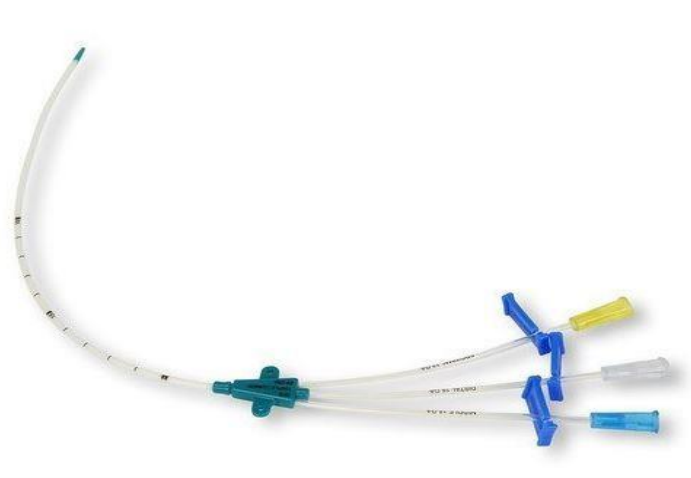


Figure N°02 : Un cathéter veineux central (CVC)

1.2/ L'utilisation des cathéters veineux périphériques en services de chirurgies :

Les cathéters veineux périphériques (CVP) jouent un rôle crucial en chirurgie en assurant un accès veineux rapide et sécurisé pour l'administration de solutés, de médicaments ou de produits sanguins. Ils sont utilisés à différentes étapes de la prise en charge : en préopératoire pour corriger les déséquilibres hydro-électrolytiques et maintenir une hydratation adéquate, en peropératoire pour l'administration d'antibiotiques prophylactiques, d'antalgiques, d'anesthésiques ou de traitements d'urgence, et en postopératoire pour poursuivre les traitements intraveineux et réaliser des prélèvements sanguins fréquents. (HAS, 2020 ; INS, 2021 ; Turagam et al. 2021)

Appréciés pour leur simplicité d'utilisation, leur coût abordable et leur faible caractère invasif, notamment dans le cadre d'hospitalisations de courte durée (Godier et al. 2018)

Les CVP présentent néanmoins une durée d'utilisation limitée à 72 à 96 heures. Leur usage peut entraîner des complications telles que phlébites, obstructions ou infections locales, rendant indispensable une surveillance attentive et le respect strict des règles d'hygiène et des protocoles de soins. (Behera et al. 2021)

1.3/ Durée de maintien des cathéters périphériques :

Le temps de maintien d'un cathéter veineux périphérique (CVP) joue un rôle déterminant dans la prévention des infections liées aux dispositifs intravasculaires. Les directives internationales soulignent la nécessité de limiter cette durée afin de prévenir les complications infectieuses et inflammatoires. (O'Grady et al. 2011)

D'après les recommandations de la Société Française d'Hygiène Hospitalière (SF2H, 2019) et des Centers for Disease Control and Prevention (CDC, 2011), il est préconisé de retirer ou de remplacer un cathéter veineux périphérique (CVP) toutes les 72 à 96 heures (3 à 4 jours). Toutefois, cette durée peut être prolongée si des raisons cliniques le justifient, notamment en cas de difficultés d'accès veineux, ou si aucun signe d'infection ou de complication n'est observé. (SF2H, 2019 ; O'Grady et al. 2011)

Toutefois, des études récentes ainsi que des recommandations actualisées, telles que celles émises par les NICE Guidelines au Royaume-Uni, indiquent que :

" Il n'est pas nécessaire de remplacer systématiquement un CVP toutes les 72–96 heures, si aucun signe clinique d'infection n'est présent." (NICE Guidelines, 2012)

1.3.1/ Facteurs influençant la durée de maintien du CVP :

Un cathéter désigne tout élément pouvant modifier la stabilité, la sécurité ou l'efficacité du dispositif au fil du temps. Ces facteurs englobent le type de cathéter utilisé (périphérique ou central), l'état clinique du patient (comme l'immunodépression, les infections ou les maladies chroniques), la qualité des soins infirmiers (respect des règles d'asepsie, surveillance du site, fréquence des changements de pansements), ainsi que la nature des produits perfusés (substances irritantes, nutrition parentérale, chimiothérapie).

La prise en compte de ces facteurs (Tableau N°01) est cruciale pour prévenir les complications telles que les infections ou les thromboses, et pour garantir une utilisation optimale et sécurisée du cathéter. (CDC, 2021 ; INS, 2021).

Tableau N°01 : Facteurs influençant la durée de maintien du CVP :

Facteur	Effet sur la durée de maintien	Références
Type de veine utilisée	Veines périphériques → fines ou fragiles → durée limitée	Maki et al. 2006
Qualité de la fixation	Mauvaise → fixation déplacée, → phlébite retrait anticipé	SF2H, 2019
Fréquence d'utilisation du cathéter	Utilisation intensive → usure plus rapide → remplacement précoce	INS Standards of practice, 2016
Soins d'hygiène du site d'insertion	Mauvais soins → risque infectieux élevé → retrait plus rapide	CDC, 2011
Etat du patient (immunosuppression, âge...)	Risque augmenté → infectieux surveillance plus fréquente et retrait plus rapide si complications	O'Grady et al. 2011
Présence de signes cliniques (rougeur, douleur, fièvre)	Nécessite un retrait immédiat	NICE Guidelines, 2012

1.4/ Complication liée aux cathéters (CVP) :

1.4.1/ Complication infectieuse :

Parmi les complications associées aux soins, les infections occupent une place importante en raison de leur capacité à évoluer rapidement vers un sepsis.

Les infections fongiques, notamment celles causées par les levures du genre *Candida*, sont fréquemment observées chez les patients immunodéprimés ou ayant reçu une antibiothérapie prolongée. (Mermel, 2000)

Ces candidoses surviennent généralement lorsque le système immunitaire est affaibli ou en présence de conditions favorables à la prolifération et à la virulence de ces agents opportunistes. (Pappas et al. 2018)

Les candidémies liées aux cathéters sont particulièrement graves et associées à un taux de mortalité élevé (jusqu'à 40 %). (Pappas et al. 2016)

2/ Les infections liées aux cathéters :

L'infection liée au cathéter veineux (ILC) correspond à la colonisation de la surface interne et/ou externe du cathéter par des microorganismes, provoquant des signes cliniques locaux ou des manifestations systémiques de sepsis. Ces infections peuvent parfois évoluer vers une bactériémie. Elles représentent l'une des causes les plus fréquentes d'infections nosocomiales et seraient impliquées dans au moins 20 % des bactériémies contractées à l'hôpital. (Mimoz, 2005)

2.1/ La différence entre la colonisation, l'infection locale et l'infection systémique :

a/ La colonisation :

La colonisation se définit comme la présence de micro-organismes, notamment des bactéries ou des levures, à la surface du cathéter, qu'elle soit interne ou externe, sans qu'elle ne s'accompagne de signes cliniques d'infection ni de réponse inflammatoire systémique. Elle peut être confirmée par la culture de l'extrémité du dispositif, mais ne traduit pas nécessairement une situation infectieuse. (O'Grady et al. 2011)

b/ L'infection locale :

L'infection locale correspond à une atteinte inflammatoire circonscrite au site d'insertion du cathéter, se traduisant par des signes tels que rougeur, douleur, œdème, chaleur ou écoulement purulent. Elle peut également s'étendre au trajet sous-cutané du cathéter, en particulier dans le cas des dispositifs tunnelisés. (Mermel, 2000)

c/ L'infection systémique :

L'infection systémique, désignée comme bactériémie ou fongémie liée au cathéter, survient lorsque des agents pathogènes colonisant le dispositif pénètrent dans la circulation sanguine. Elle se traduit par des manifestations générales telles que fièvre, frissons et hypotension, pouvant évoluer vers un état septique. Le diagnostic repose sur la mise en évidence de micro-organismes dans les hémocultures, en corrélation avec les résultats des cultures du cathéter. (Mermel, 2000)

B) Etiologie et physiopathologie :**1/ Principaux agents fongiques en cause :****1.1/ Levure :****1.1.1/ *candida albicans* :**

Candida albicans est une levure opportuniste, fréquemment isolée dans les infections humaines. (Pfaller et al. 2010)

Ce champignon ascomycète est responsable de plus de 50 % des infections fongiques, qu'elles soient superficielles ou systémiques. (Mukherjee et al. 2015)

En culture sur milieu Sabouraud, il produit des colonies blanches, brillantes, lisses et bien délimitées. (Bouchara et al. 2010)

C. albicans se multiplie par bourgeonnement et présente un polymorphisme cellulaire, adoptant trois formes : levure, pseudo-hyphe et hyphe. (Noble et al. 2017)

La forme hyphale, allongée, permet d'échapper à la phagocytose, tandis que la forme levure facilite la dissémination sanguine. (Berman, 2006)

Ce passage morphologique est essentiel à la virulence et à la formation de biofilms. (Nobile & Johnson, 2015)

1.1.2/ *Candida parapsilosis* :

Candida parapsilosis est une levure commensale de la peau, souvent impliquée dans les infections fongiques invasives chez les nouveau-nés prématurés. (Chakraborty et al. 2019) Elle forme sur milieu Sabouraud des colonies crème, brillantes, à surface lisse ou parfois irrégulière. (Bouchara et al. 2010)

Elle colonise fréquemment les dispositifs médicaux tels que les cathéters, sur lesquels elle forme rapidement un biofilm stable, source de dissémination hématogène. (Nivoix et al. 2018)

Cette levure est associée à diverses pathologies, notamment des candidoses cutanées et des infections profondes. (Kallel et al. 2016)

1.1.3/ *Candida glabrata*:

Candida glabrata est une levure opportuniste qui fait partie de la flore commensale de l'être humain, colonisant principalement les muqueuses gastro-intestinales et génitales. Contrairement à *Candida albicans*, cette espèce ne forme pas de véritables structures filamenteuses, mais se développe sous forme de blastoconidies ovales ou ellipsoïdales. Elle est reconnue comme un agent responsable d'infections fongiques invasives, en particulier chez les individus immunodéprimés ou hospitalisés. *C. glabrata* présente souvent une résistance naturelle ou acquise à plusieurs antifongiques, notamment aux azolés. Sa capacité à adhérer aux surfaces de dispositifs médicaux, tels que les cathéters veineux, renforce son rôle en tant qu'agent pathogène préoccupant en milieu hospitalier. (Papon et al. 2013)

1.2/ Champignon :

1.2.1/ *Aspergillus* :

Aspergillus est un genre de moisissures filamenteuses largement distribuées dans l'environnement, notamment dans le sol, l'air et les matières organiques en décomposition. Ces champignons se reproduisent de manière asexuée par la production de conidies. Certaines

espèces, en particulier *Aspergillus fumigatus*, sont connues pour leur potentiel pathogène chez l'homme. Elles peuvent entraîner des infections opportunistes graves, telles que l'aspergillose invasive, chez les patients immunodéprimés. (Latgé, 1999)

Parmi les espèces du genre *Aspergillus*, *Aspergillus niger* se distingue par la couleur noire de ses conidies. Il est couramment retrouvé dans divers environnements naturels comme le sol, les aliments et les zones humides. En plus de son utilisation industrielle dans la fabrication d'acide citrique et d'enzymes, cette espèce peut être impliquée dans des infections opportunistes telles que l'otite externe et certaines formes d'atteintes respiratoires, notamment chez les personnes immunodéprimées. (Schuster et al. 2002)

1.2.2/ *Penicillium* :

Le genre *Penicillium* comprend des champignons ubiquistes présents dans l'air, le sol et sur les produits alimentaires. Certaines espèces, comme *Penicillium chrysogenum*, sont réputées pour leur capacité à produire des antibiotiques tels que la pénicilline. Toutefois, d'autres espèces peuvent être responsables d'altérations alimentaires et, dans certains cas, provoquer des infections fongiques opportunistes chez les sujets immunodéprimés. (Houbraken et al. 2011)

1.2.3/ *Rhizopus* :

Le genre *Rhizopus*, rattaché à l'ordre des Mucorales, est caractérisé par des hyphes larges, non cloisonnés, et des structures sporulées appelées sporanges. Il colonise fréquemment les substrats riches en glucides tels que les fruits et le pain. *Rhizopus oryzae* est l'espèce la plus fréquemment impliquée dans les mucormycoses, infections fongiques agressives qui affectent principalement les individus diabétiques ou immunodéprimés. (Ribes et al. 2000)

1.2.4/ *Fusarium* :

Fusarium est un genre de champignons filamenteux largement distribués dans l'environnement, notamment dans le sol et sur les plantes, où ils sont connus comme agents phytopathogènes. Chez l'humain, certaines espèces peuvent être à l'origine d'infections opportunistes appelées fusarioses, touchant principalement les patients immunodéprimés. Ces infections peuvent se présenter sous forme de lésions cutanées, d'atteintes oculaires

(Notamment des kératites) ou de formes disséminées. Le traitement est souvent complexe en raison de la résistance intrinsèque de ces champignons à plusieurs antifongiques.

(Nucci et al. 2007)

1.2.5/ Mucor :

Mucor est un genre de champignons filamenteux appartenant à l'ordre des Mucorales, étroitement apparenté à *Rhizopus*. Ces moisissures saprophytes sont couramment présentes dans le sol et sur les matières organiques en décomposition. Dans certaines conditions, notamment chez les patients immunodéprimés ou diabétiques, *Mucor* peut être responsable de mucormycoses, des infections fongiques agressives touchant préférentiellement les voies rhinocérébrales, les poumons ou la peau. (Ibrahim et al. 2012)

2/ Mécanisme d'infection et de formation de biofilm :

Les infections fongiques liées aux cathéters sont favorisées par la capacité des champignons, en particulier ceux du genre *Candida*, à adhérer aux surfaces des dispositifs médicaux et à former des biofilms. Ces structures complexes assurent une protection contre les traitements antifongiques et permettent aux agents pathogènes de persister dans l'organisme. Cette tolérance accrue, associée à une réponse immunitaire locale limitée, complique la prise en charge clinique et augmente le risque de propagation de l'infection. (Ramage et al. 2012)

2.1/ Mode d'adhésion des champignons aux surface des cathéters :

Les dispositifs médicaux implantables, tels que les cathéters, sont fréquemment colonisés par des champignons opportunistes, notamment ceux du genre *Candida*. L'adhésion aux surfaces représente une étape cruciale dans l'initiation des infections associées aux biomatériaux.

a/ Adhésion initiale et reconnaissance de surface :

Les champignons reconnaissent soit les surfaces abiotiques des matériaux (comme le silicone, le PVC ou le polyuréthane), soit les protéines plasmatiques adsorbées sur ces surfaces (telles que l'albumine, le fibrinogène ou la fibronectine).

Cette adhésion initiale repose sur des interactions non spécifiques, notamment hydrophobes, électrostatiques et de type van der Waals. (Donlan, 2001)

b/ Implication des adhésines spécifiques de *Candida* :

Candida albicans produit plusieurs protéines d'adhésion essentielles à la fixation sur les surfaces :

- ALS (Agglutinin-Like Sequence) : famille de glycoprotéines facilitant l'interaction avec de multiples substrats.
- Hwp1 (Hyphal Wall Protein 1) : indispensable à l'adhésion dans la forme hyphale.
- Eap1 (Enhanced Adhesion to Polystyrene) : favorise l'attachement aux surfaces plastiques.

(Hoyer, 2001)

c/ Développement du biofilm sur le cathéter :

Après l'adhésion, *Candida* forme un biofilm tridimensionnel constitué de cellules levuriformes, de filaments (hyphes) et d'une matrice extracellulaire composée de glucanes, de mannoprotéines et d'ADN extracellulaire.

Ce biofilm confère une résistance importante aux agents antifongiques et à la réponse immunitaire de l'hôte. (Chandra et al., 2001)

2.2/ Le développement du biofilm fongique et la résistance aux antifongiques :

Le développement du biofilm fongique suit une progression en plusieurs phases : il débute par l'adhésion des cellules à une surface, suivie de leur multiplication, puis par la synthèse d'une matrice extracellulaire et enfin la maturation de la structure biofilmique.

Cette matrice, riche en polysaccharides, protéines, lipides et ADN extracellulaire, confère une protection efficace aux cellules incluses, en les isolant du système immunitaire et en freinant la diffusion des antifongiques. Les cellules intégrées au biofilm acquièrent une résistance pharmacologique nettement supérieure à celle des cellules planctoniques, avec des niveaux de tolérance pouvant être multipliés par un facteur allant jusqu'à 1 000, notamment vis-à-vis des azolés et de l'amphotéricine B. (Gulati et al. 2016)

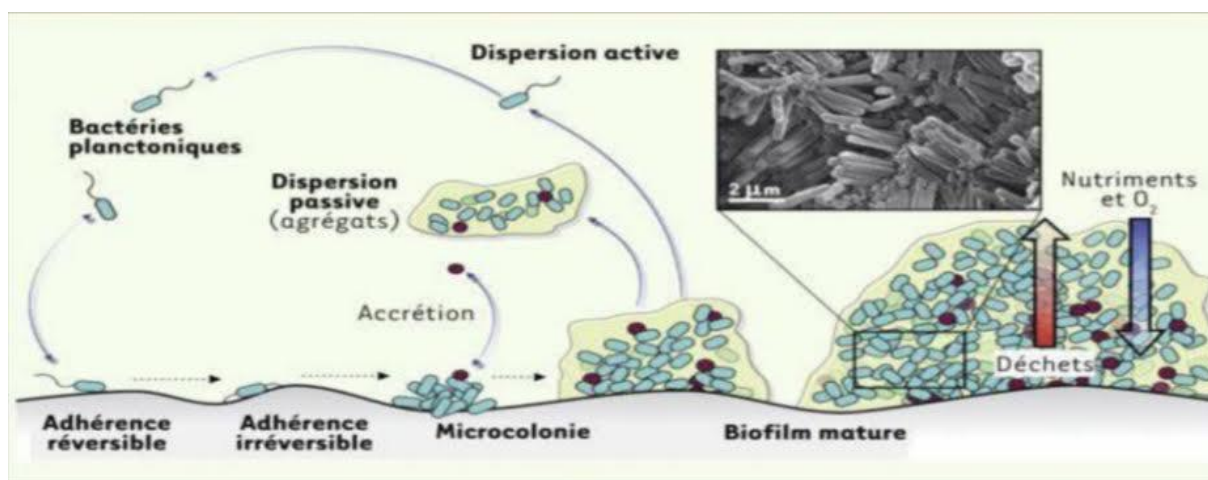


Figure N°03 : Le développement du biofilm fongique.

2.3/ Facteurs favorisant la formation du biofilm :

La formation de biofilms fongiques sur les cathéters résulte de l'interaction de plusieurs catégories de facteurs :

- **Facteurs liés à l'hôte** : les altérations de l'immunité, telles que l'immunodépression ou la neutropénie, ainsi que certains traitements comme l'antibiothérapie prolongée ou la nutrition parentérale, créent un environnement favorable à l'implantation fongique.
- **Facteurs liés au cathéter** : le type de matériau utilisé (ex. silicone, polyuréthane), la durée d'exposition du dispositif et les risques de contamination lors de l'insertion ou de la manipulation influencent fortement l'adhésion des champignons et la persistance du biofilm.

- **Facteurs liés au pathogène :** les champignons impliqués possèdent des mécanismes spécifiques, notamment une forte capacité d'adhésion, la production de matrice extracellulaire, la transition morphologique en formes filamenteuses, ainsi que l'expression de gènes de virulence, qui favorisent l'établissement et la résistance du biofilm.

(Nett et al. 2015)

C) Diagnostic des infections fongiques associées aux cathéters :

1/ Manifestation clinique :

1.1/ Les signes locaux :

Les manifestations de signes locaux se développent au niveau du site d'insertion du cathéter :

- Une rougeur.
- Un œdème.
- Une sensation de chaleur cutanée.
- Une douleur localisée au point d'entrée.
- Une zone indurée ou une inflammation le long du trajet sous-cutané du cathéter.

(O'Grady et al., 2011)

1.2/ Les signes systémiques :

Lors de la pénétration des champignons dans la circulation sanguine :

- Frisson soudains.
- Une tachycardie.
- Une fièvre persistante ou sans cause apparente.
- Une hypotension artérielle.
- Une dégradation globale de l'état clinique, pouvant s'accompagner de manifestations neurocognitives comme la confusion mentale ou une perte de repères.

(Pappas et al., 2016)

2/ Les méthodes de détection :

- **Hémocultures** : La confirmation d'une fongémie repose sur des hémocultures positives, le plus souvent à *Candida spp.* Il est recommandé d'effectuer les prélèvements à la fois depuis une veine périphérique et par le cathéter, afin d'évaluer l'origine de l'infection.
- **Analyse du cathéter** : Après son ablation, l'extrémité distale du cathéter (environ 5 cm) est soumise à une culture, généralement selon la méthode de Maki (roulage sur gélose), ou par des méthodes quantitatives. Un résultat supérieur ou égal à 15 unités formant colonie (CFU) est considéré comme significatif d'une colonisation.
- **Méthodes moléculaires** : Les techniques de biologie moléculaire, notamment la PCR en temps réel ciblant l'ADN fongique, offrent une détection rapide et sensible des agents pathogènes, même en cas de candidémie non détectée par les hémocultures classiques.
- **Biomarqueurs** : Certains marqueurs fongiques sériques, comme le β -D-glucane ou le mannan, peuvent renforcer la suspicion diagnostique d'une infection fongique invasive.

(Clancy et al., 2013)

D) Facteurs de risques :

1/ Les facteurs de risques liées aux cathéters :

1- La contamination du cathéter :

La contamination du cathéter peut survenir à différentes étapes :

- Lors de la pose du cathéter : par la peau du patient ou du professionnel, par l'utilisation d'un antiseptique contaminé, ou encore si le cathéter a été conservé dans de mauvaises conditions (intégrité altérée, stockage inadéquat).

- Lors des manipulations : que ce soit au moment du cathétérisme ou lors des soins ultérieurs, le site d'insertion peut être contaminé par contact avec la peau du patient ou du soignant.
- Lors de l'utilisation du dispositif de perfusion : toute manipulation peut être source de contamination. (Bregenzer et al. 1998)

2- La contamination des produits injectés :

Les produits injectés peuvent être contaminés à différentes étapes : lors de leur fabrication, de leur stockage ou de leur préparation.

3- La contamination par voie hématogène :

Un cathéter peut également être contaminé à partir d'un foyer infectieux situé à distance, par voie hématogène.

4- Le choix du site d'insertion :

Les recommandations existantes concernent principalement les cathéters veineux centraux et les cathéters artériels. Seules trois études prospectives randomisées ont examiné le lien entre le site d'insertion du cathéter et le risque infectieux. Il est recommandé, chez l'adulte, de privilégier les sites d'insertion situés dans la partie supérieure du corps par rapport à ceux du bas du corps. Par ailleurs, l'insertion d'un cathéter au niveau ou à proximité d'une articulation est déconseillée. (Traoré et al. 2005)

Autre facteurs de risque :

- Utilisation prolongée du cathéter veineux périphérique (plus de 72 à 96 heures).
- Antibiothérapie à large spectre.
- Hospitalisation en unité de réanimation.
- État d'immunodépression ou présence de diabète chez le patient.

(Mermel, 2017)

E) Préventions :

1/ Mesures de prévention :

1- Avant la mise en place du cathéter :

- S'assurer que la pose du cathéter est réellement nécessaire pour le patient.
- Privilégier les sites d'insertion moins exposés aux contaminations, comme la veine sous-clavière.
- Désinfecter la peau avec une solution de chlorhexidine en base alcoolique.
- Utiliser un environnement stérile complet : gants, masque, champ stérile et matériel à usage unique.

(O'Grady et al. 2011)

2- Au moment de la pose :

- Appliquer une technique d'asepsie stricte tout au long de l'acte.
- Réduire la durée de la procédure et éviter les manipulations répétées.
- Choisir des dispositifs à lumière unique lorsque cela est cliniquement possible.
- Recourir à des cathéters enduits d'antifongiques dans les cas à haut risque (neutropénie, nutrition parentérale).

(Mermel, 2000)

3- Pendant l'utilisation du cathéter :

- Contrôler chaque jour l'état du site d'insertion (rougeur, écoulement, douleur, etc.).
- Renouveler le pansement à intervalles réguliers ou s'il est souillé.
- Désinfecter minutieusement les embouts et connecteurs avant chaque utilisation.
- Retirer le cathéter dès que son usage n'est plus indispensable afin de réduire le risque infectieux.

(Yousif et al. 2020)

DEUXIEME PARTIE:
MATERIEL ET METHODE
MATERIEL ET METHODE
DEUXIEME PARTIE:

Matériel et Méthodes

Cette étude a été menée au sein du service de chirurgie de l'établissement hospitalier Ahmed MEDAGHERI Saida, en collaboration avec le laboratoire de microbiologie de l'université Saida MOULAY Taher.

Les prélèvements ont été réalisés durant le mois de février 2025 chez des patients hospitalisés depuis plus de 48 heures dans le service de. Chirurgie de l'hôpital Ahmed MEDAGHERI Saida

1/ Collecte des données :

Pour chaque patient inclus, certaines informations ont été recueillies : l'âge, le sexe, les antécédents familiaux, la taille, le poids, les pathologies associées... (Voir Annexe 1). Une fiche a été remplie pour chaque prélèvement, comprenant des données telles que : l'âge et le sexe du patient, le service d'hospitalisation, le terrain (VIH, cancer, corticothérapie...), la date de pose du cathéter, l'antibiothérapie, etc.

2/ Éthique :

Une autorisation a été accordée par le chef du service de chirurgie de l'EPH Ahmed MEDAGHRI Saida. Le consentement éclairé des patients a été obtenu par l'équipe infirmière, conformément à la Déclaration d'Helsinki de l'Association Médicale Mondiale (AMM), garantissant leur participation volontaire à l'étude.

3/ Prélèvements :

Les échantillons ont été prélevés chez des patients porteurs d'un cathéter veineux périphérique en place depuis au moins 48 heures. Les cathéters ont été retirés puis coupés à l'aide de ciseaux stériles, puis insérés dans des tubes stériles contenant 1 mL de sérum physiologique (Seddiki et al. 2018). Ces tubes ont ensuite été agités dans un vortex pendant une minute, comme décrit par (Brun et Buisson et al. 1987). Les suspensions obtenues ont été incubées entre 24 à 48 heures, voire jusqu'à 72 heures à 37°C.

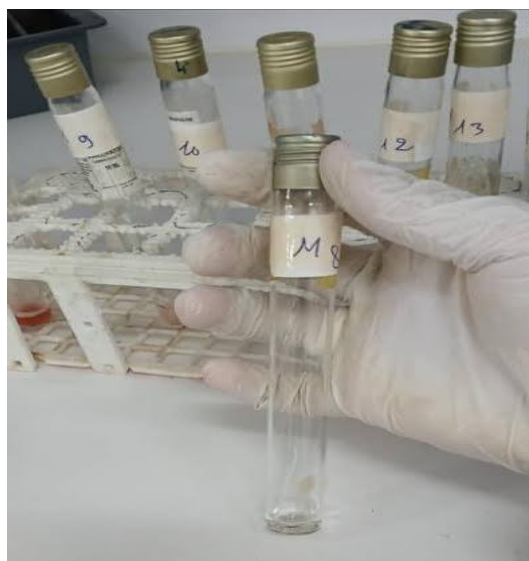


Figure N°04 : L'insertion de cathéter dans un tube qui contient de 1ml d'Eph



Figure N°05 : L'agitation de tube dans un vortex.

4/ Isolement et purification :

Les tubes présentant une opacité macroscopique sont utilisés pour le prélèvement des inoculums, qui sont ensuite égouttés et ensemencés sur une gélose de Sabouraud supplémentée en chloramphénicol. Les boîtes sont incubées à 30°C pendant 24 à 48 heures en vue de détecter la présence de levures ou de champignons. Les souches isolées sont purifiées par plusieurs repiquages successifs sur le même milieu afin d'obtenir des cultures pures.

5/ Identification des souches isolées :

5.1/ Identification microscopique :

Toutes les souches isolées font l'objet d'une identification morphologique par examen microscopique.

À l'aide d'une pipette Pasteur stérile et de bleu lactophénolé, une préparation microscopique est réalisée. L'observation se fait aux grossissements x10, x40 et x100, en tenant compte des dimensions observées à l'oculaire.

Ce mode d'identification repose principalement sur l'analyse des caractéristiques morphologiques : forme des structures, présence ou absence d'hyphes ou de pseudo-hyphes, ainsi que leur couleur.



Figure N°06 : L'identification microscopique.

5.2/ Identification des levures par le CHROMagar *Candida* :

L'identification des souches de levures est réalisée à l'aide du CHROMagar *Candida*, un milieu de culture chromogène sélectif permettant une identification présomptive rapide. Ce milieu contient des substrats spécifiques qui interagissent avec les enzymes produites par différentes espèces de levures, induisant une coloration caractéristique des colonies selon l'espèce. Le tableau ci-dessous présente les aspects typiques des espèces les plus fréquemment rencontrées sur ce milieu. (Odds et al. 1994)

Tableau N°02 : Les aspects typiques des espèces les plus fréquemment rencontrées sur le milieu CHROMagar *Candida*.

Espèce de <i>candida</i>	Couleur des colonies sur CHROMagar	Aspect des colonies
<i>Candida albicans</i>	Vert moyen à vert foncé	Colonies lisses, brillantes
<i>Candida tropicalis</i>	Bleu métallique, parfois halo violet	Colonies plate ou ridées
<i>Candida krusei</i>	Rose clair à blanc	Rugueux, bord irrégulier
<i>Candida glabrata</i>	Crème à rose pâle (pas de couleur distincte)	Petites colonies
<i>Candida parapsilosis</i>	Blanc à crème, peu différencié	Difficile à distinguer
<i>Candida kefyr</i>	Rose à lilas	Non spécifique

Verser le milieu stérile dans des boîtes de Petri dans des conditions aseptiques, puis laisser solidifier à température ambiante. Prélever ensuite une culture pure suspectée de contenir des levures. À l'aide d'une anse ou d'un écouvillon stérile, ensemercer délicatement la surface du milieu, soit par striation, soit par étalement. Il est important de ne pas surcharger la surface afin de favoriser un bon isolement des colonies. Les boîtes sont ensuite incubées à 35–37°C pendant 24 à 48 heures en atmosphère aérobie.

5.3/ Identification des moisissures :

L'identification des moisissures repose principalement sur l'examen de leurs caractéristiques de culture (observation macroscopique) sur milieu Sabouraud, ainsi que sur l'analyse morphologique de l'isolat (observation microscopique). L'utilisation de critères biochimiques reste quant à elle peu fréquente. (Botton et al. 1999).

6/ Étude phénotypique de la résistance des isolats de *Candida* spp. aux agents**Antifongiques :**

La résistance des différents isolats de *Candida* spp. A été évaluée à l'aide de deux agents antifongiques couramment utilisés dans le traitement des candidoses, à savoir l'Amphotéricine B (candidoses buccales) et l'Acide borique (candidoses vaginales). Les tests ont été réalisés selon deux approches : en milieu solide et en milieu liquide.

6.1/ Test de sensibilité à l'acide borique :

Un milieu de culture à base de gélose Sabouraud-Chloramphénicol est préparé, puis supplémenté en acide borique à une concentration de 1,8 g/L, par filtration stérile à l'aide d'un filtre seringue de 0,22 µm de diamètre (IWAKI, Japon). Le milieu est ensuite réparti dans des boîtes de Pétri et laissé à refroidir à température ambiante. L'ensemble des isolats est ensemencé sur ce milieu selon la technique des cadrans. Les boîtes sont incubées à 37°C pendant 24 à 48 heures. La croissance des colonies indique une résistance à l'acide borique, tandis que l'absence de développement fongique traduit une sensibilité de la souche testée.

6.2/ Test de sensibilité à l'Amphotéricine B :**6.2.1/ Méthode sur milieu solide :**

La sensibilité des différents isolats de *Candida* spp à l'Amphotéricine B a été évaluée selon la méthode standardisée du CLSI (Wayne, 1997), en utilisant un milieu MHGBM (Mueller-Hinton supplémenté de 2% de glucose et de 0,5 µg/mL de bleu de méthylène ; MH : 38 g/L).

Des disques de papier stériles de 6 mm de diamètre (Whatman®, Biolife, Milan, Italie) ont été déposés sur des cultures de levures étalées en tapis, préparées à partir de suspensions ajustées à une densité optique de 0,4 à 520 nm, correspondant à une concentration approximative de 10^6 cellules/mL.

L'Amphotéricine B a été préalablement diluée dans du DMSO à 10%, puis appliquée sur les disques à raison de 10 μ L par disque, soit une charge de 100 μ g/disque. Les boîtes ont ensuite été incubées à 37°C pendant 24 à 48 heures.

On a utilisé aussi la méthode des puits pour confirmer la sensibilité ou la résistance des souches de *candida* à l'Amphotéricine.

L'apparition d'un halo d'inhibition autour des disques témoigne de l'activité antifongique de la molécule.

La lecture des résultats se fait par la mesure du diamètre du halo d'inhibition à l'aide d'une règle graduée (20 cm).

L'interprétation repose sur les critères suivants : un diamètre ≤ 9 mm indique une souche résistante (R), un diamètre compris entre 10 et 14 mm traduit une sensibilité dose-dépendante (SDD), et un diamètre ≥ 15 mm indique une souche sensible à l'Amphotéricine B.

7/ Test du filament germinatif (Germ Tube Test) :

7.1/ Test de blastèse :

Appelé aussi test de germination ou de Tschadjian. Il consiste à émulsionner une pointe de pipette de levures dans 1 ml de sérum humain, puis à l'incuber à 37° Pendant 3 à 4 heures. S'il s'agit de *Candida albicans*, on observe dans presque 90% des cas un tube germinatif partant de la levure sans présence de constriction à la base. (Drochey et Vieu, 1957)

8/ La mise en évidence des activités antifongique du miel contre les souches de *candida* isolées :

8.1/ Méthode de diffusion sur gélose :

Ensemencer uniformément la gélose MH avec une suspension standardisée de *Candida* (0,5 McFarland $\approx 10^6$ UFC/mL). Creuser des puits sur la surface du milieu. Ajouter les solutions

de miel et propolis dans les puits. Les boîtes sont laissées à 4°C pendant 4 heures, pour assurer une bonne diffusion du métabolite antifongique, puis incubées à 35–37 °C pendant 24–48 h et mesurer le diamètre de l’inhibition autour du puits. (Estevinho, L. et al. (2008)

TROISIEME PARTIE: RESULTATS ET DISCUSSION

RESULTATS ET DISCUSSION

TROISIEME PARTIE:

1/ Profil des patient durant l'hospitalisation :

Notre population se compose de 31 patients des deux sexes, tous hospitalisés.

Le tableau N°03 illustre la répartition des patients selon le genre. On y observe une prédominance de la pose de cathéters chez les patientes de sexe féminin, représentant un taux de 36% féminin et 64% masculin.

Voici un tableau simple (Tableau N°03) représentant la répartition par sexe :

Tableau N°03 : la répartition par sexe :

Sexe	Nombre en %
Masculin	64%
Féminin	36%

2/ Âge et durée de cathétérisme :

L'âge moyen des patients était de 60 ans, avec des extrêmes allant de 40 à 85 ans. La majorité d'entre eux présentaient un état d'immunodépression, notamment en lien avec le diabète. Concernant la durée du cathétérisme, 70% des cas dépassaient trois jours, contre 30% dont la durée était inférieure à trois jours. Ces résultats sont en accord avec ceux rapportés par (Bekkal Brikci-Benhabib et al. (2015)), qui ont montré que les cathéters veineux périphériques (CVP) présentent une incidence infectieuse plus faible que les cathéters veineux centraux (CVC), en raison d'une durée d'utilisation généralement plus courte. Toutefois, si l'on prenait en compte la densité d'incidence, celle-ci pourrait être comparable à celle des CVC.

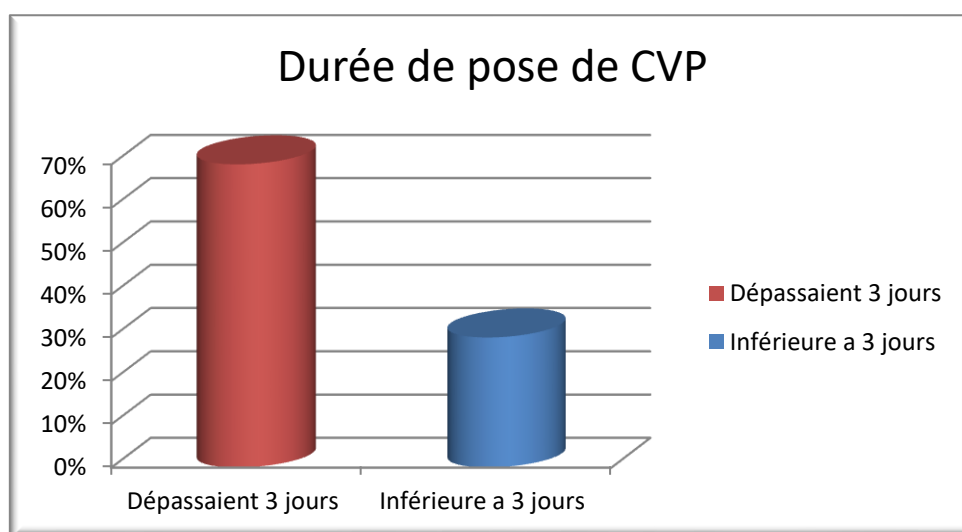


Figure N°07 : Répartition des patients selon la durée du cathétérisme.

3/ Prévalence des cathéters colonisés par des microorganismes :

Au total, 31 cathéters ont été soumis à une culture microbiologique afin de détecter une éventuelle colonisation, notamment fongique. Parmi ces échantillons, 25 se sont révélés positifs à une ou plusieurs espèces fongiques, représentant un taux de positivité de (80%), contre 6 cultures négatives (20%) (Figure N°08).

Il convient de souligner que le prélèvement et le recueil des cathéters ont été réalisés avec rigueur, dans des conditions d'asepsie strictes, conformément au protocole décrit par Bekkal Brikci-Benhabib et al. (2021).

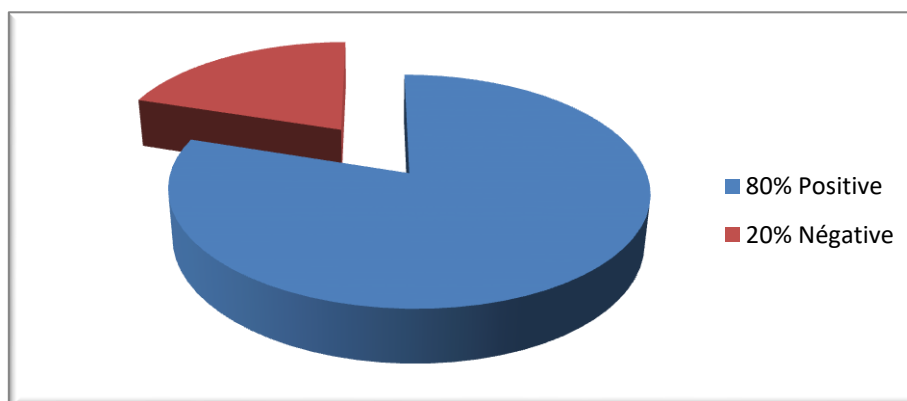


Figure N°08 : Répartition des échantillons selon la présence des microorganismes.

L'insertion de dispositifs d'accès vasculaire constitue une voie d'entrée potentielle pour les micro-organismes, pouvant entraîner des complications, souvent de nature infectieuse et principalement liées aux soins (Osório et al. 2023).

D'après Weber et al. (2011), l'infection survient le plus fréquemment par la migration des micro-organismes présents sur la peau vers le site d'insertion, le long du cathéter, jusqu'à la colonisation de son extrémité.

4/ Fréquence d'isolement des germes à partir de cathéters veineux périphériques:

Sur les 25 cathéters veineux périphériques altérés analysés, 92% des germes isolés sont des champignons filamenteux, tandis que 8% sont des levures (Figure N°09).

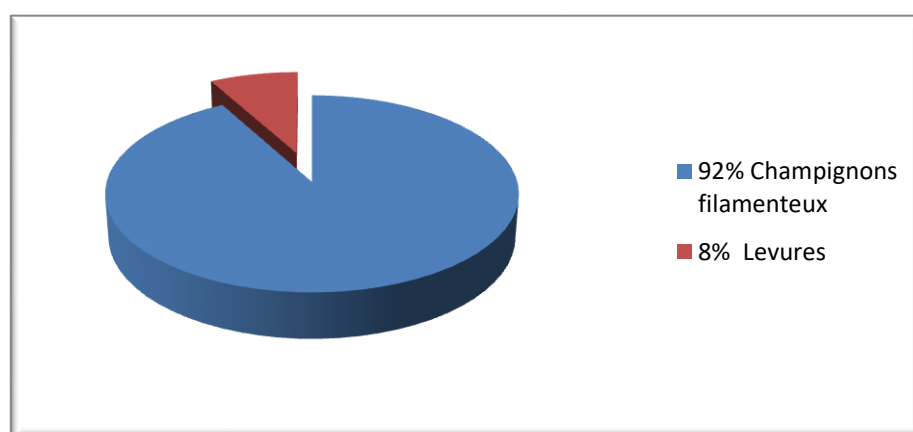


Figure N°09 : Répartition des échantillons selon le type microbien.

Ces résultats indiquent que le taux d'altération des cathéters veineux périphériques par des champignons filamenteux est nettement plus élevé que celui observé pour les levures.

Selon Osório et al. (2023), certaines levures, en particulier celles du genre *Candida*, ainsi que d'autres champignons, sont impliqués dans des infections nosocomiales résultant d'une contamination liée au microbiote cutané du patient ou du personnel soignant.

Tableau N°04 : La fréquence des souches isolées à partir des CVP :

Service	Nombre de prélèvement	Nombre d'altération fongique des cathéters	Nombre de souches <i>candida</i> isolées		Souche non <i>candida</i> (moisissure)				
			<i>C. glabrata</i>	<i>C. krusei</i>	<i>Aspergillus sp</i>	<i>Pénicillium</i>	<i>Rhizopus</i>	<i>Cladosporium</i>	<i>Mucor</i>
Service de chirurgie	31	25	01	01	14	16	02	01	01

5/ Identification macroscopique des souches isolées :

5.1/ *Aspergillus* :



Figure N°10 : Identification macroscopique de la boîte (1) M21 *Aspergillus*



Figure N°11 : Identification macroscopique de la boîte (1) M22 *Aspergillus*

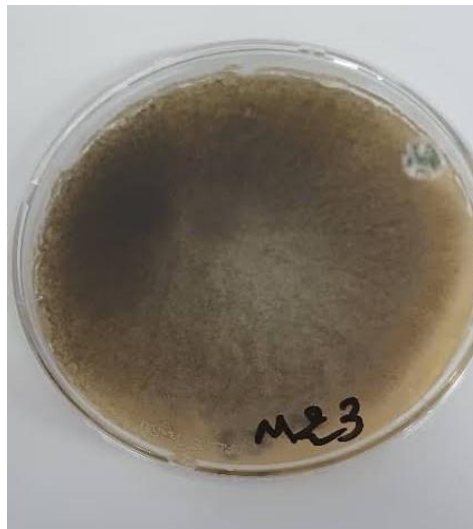


Figure N°12 : Identification macroscopique de la boîte (1) M23 *Aspergillus*

5.2/ *Pénicillium* :



Figure N°13 : Identification macroscopique
de la boîte (1) M7 *Pénicillium*



Figure N°14 : Identification macroscopique
de la boîte (2) M11 *Pénicillium*



Figure N°15 : Identification macroscopique de la boîte (1) M28 *Penicillium*

5.3/ *Rhizopus* :



Figure N°16 : Identification macroscopique de la boîte (2) M8 *Rhizopus*

5.4/ *Cladosporium* :



Figure N°17 : Identification macroscopique de la boîte (2) M31

Cladosporium et *penicillium*

5.5/ *Mucor* :

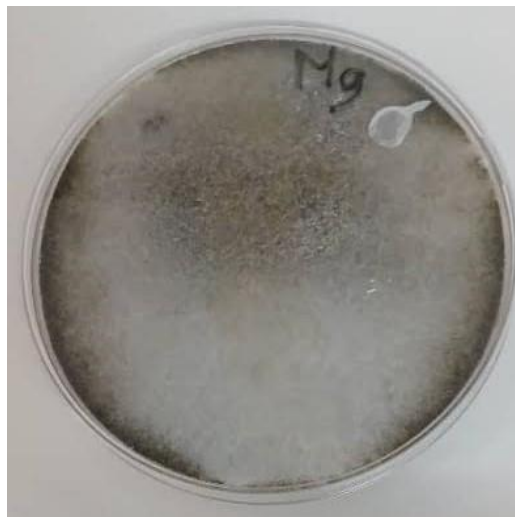


Figure N°18 : Identification macroscopique de la boîte (2) M9 *Mucor*

5.6/ *Candida* :

Figure N°19 : Identification macroscopique
de la Boite (1) M4 *Candida*



Figure N°20 : Identification macroscopique
de la boite (1) M30 *Candida*

6/ Identification microscopique des souches isolées (Levures et champignons) :

L'analyse microscopique des souches fongiques isolées a montré une prédominance de levures du genre *Candida*, identifiée par des cellules bourgeonnantes et des pseudo-hyphes. Des espèces non *albicans*. Par ailleurs, des moisissures filamenteuses, notamment *Aspergillus* et *Penicillium*, *mucor*, *Rhizopus*, ont été observées grâce à la présence de mycélium septé et de structures sporulantes typiques. Ces résultats ont permis d'orienter le traitement antifongique selon le type d'agent pathogène identifié.

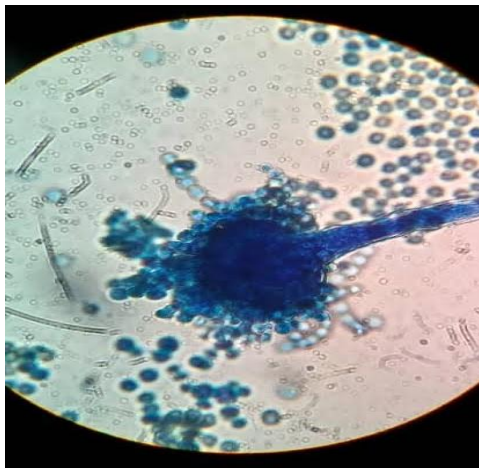
6.1/ *Aspergillus* :

Figure N°21 : Identification microscopique
de la boîte (1) M21 *Aspergillus*
après coloration au bleu de lactophénol



Figure N°22 : Identification microscopique
de la boîte (1) M22 *Aspergillus*
après coloration au bleu de lactophénol

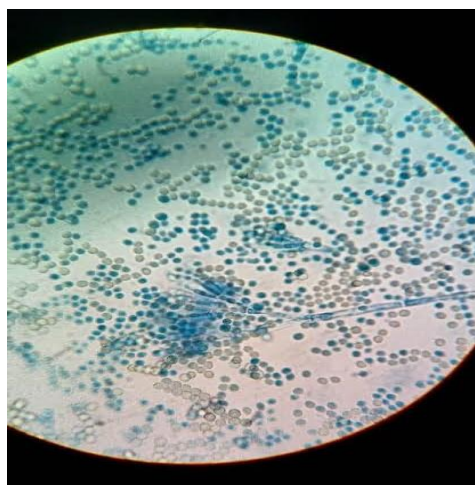
6.2/ *Pénicillium* :

Figure N°23 : Identification microscopique
de la boîte (1) M7 *Pénicillium*
après coloration au bleu de lactophénol



Figure N°24 : Identification microscopique
de la boîte (2) M11 *Pénicillium*
après coloration au bleu de lactophénol

6.3/ *Rhizopus* :



Figure N°25 : Identification microscopique de la boîte (2) M8 *Rhizopus*
après coloration au bleu de lactophénol

6.4/ *Mucor* :



Figure N°26 : Identification microscopique de la boîte (2) M9 *Mucor*
après coloration au bleu de lactophénol

6.5/ *Candida* :

Figure N°27 : Identification microscopique
de la boîte (1) M4 *Candida*



Figure N°28 : Identification microscopique
de la boîte (1) M30 *Candida*

7/ Culture et identification des souches isolées de *Candida* :

La culture des échantillons prélevés sur cathéters sur le milieu sélectif CHROMagar *Candida* a permis d'identifier deux souches appartenant au genre *Candida*.

La première a été caractérisée comme *Candida glabrata* (Figure 29), tandis que la seconde correspond à *Candida krusei* (Figure 30), sur la base de l'aspect des colonies et de leur coloration spécifique sur le milieu chromogène.



Figure N°29 : La boîte (1) M30
Candida glabrata



Figure N°30 : La boîte (1) M4
Candida krusei

8/ Résultat du test de blastèse (ou test de germination de Tschadjian) :

Après incubation de la suspension levurienne dans du sérum humain à 37 °C pendant trois heures, aucune formation de tube germinatif typique n'a été mise en évidence après observation microscopique.

Conclusion : l'absence de tube germinatif indique un test de blastèse négatif, suggérant qu'il ne s'agit probablement pas de *Candida albicans*.



Figure N°31 : Résultat du test de blastèse
sous microscope de la boîte (1) M30

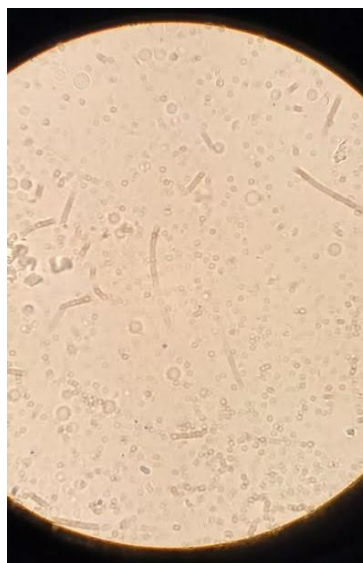


Figure N°32 : Résultat du test de blastèse
sous microscope de la boîte (1) M4

9/ Résultat de l'activité antifongique :**9.1/ Résistance à l'acide borique :**

L'évaluation de la sensibilité des isolats de *Candida spp.* à l'acide borique a révélé une croissance fongique sur le milieu Sabouraud-Chloramphénicol supplémenté à 1,8 g/L d'acide borique. Cette croissance observée après 24 à 48 heures d'incubation à 37°C indique que l'ensemble des souches testées sont résistantes à l'acide borique.



Figure N°33 : Résultat de la résistance des souches *Candida* de la boîte M30 à l'acide borique



Figure N°34 : Résultat de la résistance des souches *Candida* de la boîte M4 à l'acide borique

9.2/ Résistance à l'amphotéricine B :

9.2.1/ Méthode en milieu solide :

Le test de diffusion sur gélose MHGBM, réalisé selon les recommandations CLSI (1997), a montré une absence des zones d'inhibition autour des disques imprégnés d'amphotéricine B (100 µg/disque) pour tous les isolats.

D'après les critères d'interprétation retenus, ces résultats permettent de conclure à une résistance des souches testées à l'amphotéricine B.

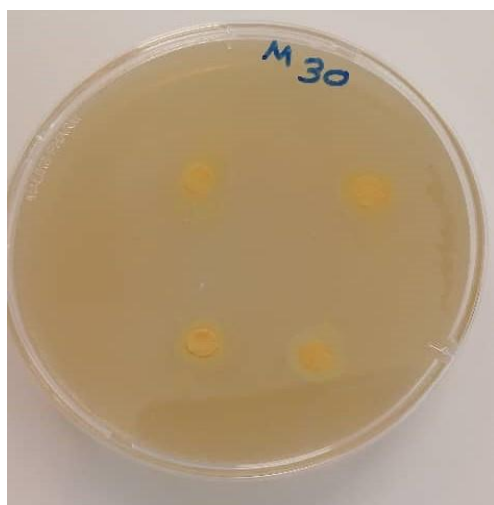


Figure N°35 : Résultat de la résistance des souches *candida* de la boîte M30 à l'amphotéricine B avec la méthode des disques



Figure N°36 : Résultat de la résistance des souches *candida* de la boîte M4 à l'amphotéricine B avec la méthode des disques

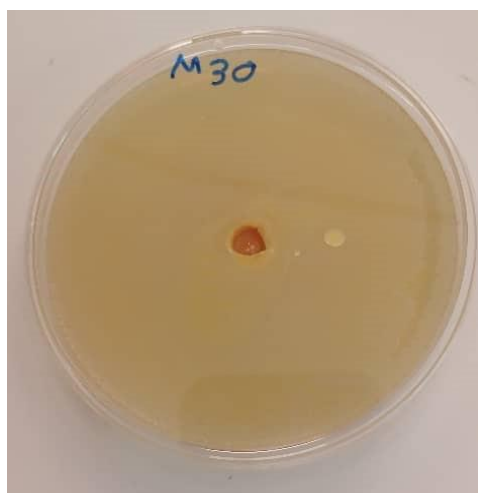


Figure N°37: Résultat de la résistance des souches *candida* de la boîte M30 à l'amphotéricine B avec la méthode des puits

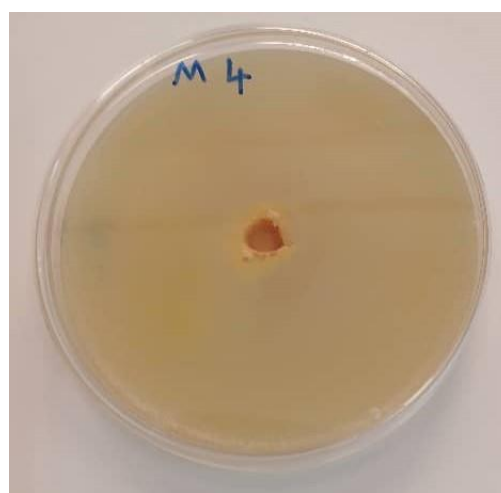


Figure N°38 : Résultat de la résistance de souches *candida* de la boîte M4 à l'amphotéricine B avec la méthode des puits

10/ Résultats des tests d'activité antifongique (méthode des disques) :

Les extraits naturels testés (propolis, pollen, et trois types de miel : jujubier, forêt et kharoub) ont été évalués pour leur capacité à inhiber la croissance des champignons filamenteux à l'aide de la méthode de diffusion sur puits. Les résultats obtenus sont les suivants :

Boîte M4 :

- Propolis : une faible activité antifongique a été observée avec une zone d'inhibition de 9 mm de diamètre.
- Pollen : une très faible activité antifongique a été notée avec une zone d'inhibition de 8 mm.
- Miel de jujubier, miel de forêt et miel de kharoub : aucune zone d'inhibition n'a été observée autour des disques imprégnés, indiquant l'absence d'effet antifongique détectable.



Figure N°39 : Résultat de test d'activité antifongique de produit de la ruche
(Méthode des puits) de la boîte M4

Boîte M30 :

Aucun des extraits testés (propolis, pollen, miel de jujubier, miel de forêt, miel de kharoub) n'a montré d'activité antifongique. Aucune zone d'inhibition n'a été détectée.



Figure N°40 : Résultat de test d'activité antifongique de produit de la ruche
(Méthode des puits) de la boîte M30

11/ Interprétation et discussion des résultats :

Les résultats obtenus révèlent une variabilité dans l'activité antifongique des différents produits de la ruche testés contre les souches de *Candida*. La propolis s'est distinguée par une légère activité antifongique, traduite par une zone d'inhibition de 9 mm. Ce résultat est conforme à plusieurs études antérieures qui attribuent à la propolis une richesse en composés bioactifs, notamment des flavonoïdes et des acides phénoliques, connus pour leurs propriétés antimicrobiennes. On prend exemple de la Propolis mexicaine : Une étude a démontré que l'extrait éthanolique de propolis du Chihuahua inhibe la croissance de *C. albicans*, avec des zones d'inhibition variant de 10 à 11,8 mm. L'activité est attribuée à des composés tels que les flavonoïdes et les acides phénoliques (Rodriguez-Canales et al (2023).

On peut citer le cas de la Propolis de Brunei : des tests ont révélé que la propolis de Brunei présente une activité antifongique modérée contre *C. albicans*, avec des zones d'inhibition allant jusqu'à 11,5 mm à une concentration de 100 % (Sabrina, G et al (2022). Et aussi la Propolis européenne : Des extraits éthanoliques de propolis provenant de différentes régions

d'Europe ont montré des zones d'inhibition de 6 à 20 mm contre *C. albicans*, soulignant l'efficacité de la propolis en tant qu'agent antifongique naturel (Stan, M., et al. (2017).

Le pollen a montré une activité encore plus faible, avec une zone d'inhibition de 8 mm. Cette faible efficacité pourrait s'expliquer par une concentration moindre en composés antifongiques ou par une variabilité dans la composition chimique du pollen en fonction de l'origine botanique. Les données spécifiques sur l'activité antifongique du pollen sont limitées. Toutefois, certaines études suggèrent que le pollen peut contenir des composés bioactifs ayant une activité antimicrobienne, bien que généralement plus faible que celle de la propolis. Cela pourrait expliquer la faible zone d'inhibition observée dans notre étude.

En revanche, aucun des trois types de miel testés (jujubier, forêt et caroube) n'a présenté d'activité antifongique détectable par la méthode utilisée. Ce résultat suggère que, dans les conditions expérimentales appliquées, ces miels ne possèdent pas de composants antifongiques en quantité suffisante pour inhiber la croissance des souches de *Candida*. Il convient toutefois de souligner que l'activité antimicrobienne du miel est connue pour dépendre de multiples facteurs, notamment l'origine florale, le pH, la teneur en peroxyde d'hydrogène, ainsi que la viscosité et la concentration utilisée dans le test. Des études complémentaires, incluant des tests à différentes concentrations et l'analyse chimique détaillée des échantillons, seraient nécessaires pour mieux comprendre les différences d'activité observées. Ce résultat est conforme à plusieurs études antérieures comme l'étude de l'évaluation de l'activité antifongique de quatre miels algériens contre *C. albicans* et *Rhodotorula* sp. Les résultats ont montré que *C. albicans* était résistant à toutes les concentrations de miel testées, corroborant vos observations d'absence de zones d'inhibition (Boukraâ, L., et al. (2013). Aussi des miels slovènes de différentes origines florales ont été testés contre plusieurs espèces fongiques. *C. albicans* n'a pas été inhibé, même à des concentrations de miel allant jusqu'à 50 %, indiquant une absence d'activité antifongique significative (Gunde-Cimerman, N., et al. (2013). Sans oublier le cas des miels turcs qui ont montré une activité antifongique contre des souches de *Candida*, mais uniquement à des concentrations élevées (≥ 80 % v/v). À des concentrations inférieures, l'activité était négligeable, ce qui peut expliquer l'absence d'effet observée dans notre étude (Koç, A. N., et al. (2009).

CONCLUSION GENERALE

CONCLUSION GENERALE

Conclusion Générale

L'utilisation des cathéters veineux, bien qu'indispensable dans la prise en charge des patients hospitalisés, représente un risque important de complications infectieuses, notamment fongiques. Notre étude, menée au sein du service de chirurgie de l'établissement hospitalier Ahmed Medaghri de Saïda, a permis de mettre en évidence une forte prévalence de la colonisation fongique des cathéters veineux périphériques, avec un taux de contamination atteignant 80 %.

Les résultats ont révélé la présence majoritaire de levures opportunistes du genre *Candida*, en particulier *Candida glabrata* et *Candida krusei*, deux espèces reconnues pour leur rôle dans les infections nosocomiales et leur capacité à développer des résistances aux traitements antifongiques classiques. Par ailleurs, plusieurs souches de moisissures filamenteuses, telles que *Aspergillus*, *Penicillium*, *Mucor* ou encore *Rhizopus*, ont également été isolées, soulignant la diversité des agents fongiques pouvant coloniser les dispositifs médicaux.

L'étude de la sensibilité de ces souches aux agents antifongiques, notamment l'amphotéricine B et l'acide borique, a mis en lumière une variabilité de la réponse des isolats, traduisant l'émergence progressive de phénomènes de résistance. Ce constat alarme sur la nécessité d'un usage raisonné des antifongiques et d'une vigilance accrue dans le choix des protocoles thérapeutiques.

L'ensemble de ces observations insiste sur l'importance cruciale d'une application rigoureuse des mesures d'hygiène lors de la pose, de l'entretien et du retrait des cathéters. Il est également essentiel de renforcer les pratiques de prévention, de promouvoir la surveillance microbiologique régulière, et d'optimiser les stratégies de diagnostic rapide des infections fongiques.

En conclusion, cette étude met en exergue la réalité du risque infectieux fongique lié aux cathéters veineux dans notre contexte hospitalier, et appelle à une mobilisation des équipes soignantes, des biologistes et des décideurs de santé pour mieux prévenir, détecter et gérer ces infections, afin d'assurer des soins plus sûrs et plus efficaces aux patients.

REFERENCE BIBLIOGRAPHIQUE

REFERENCE BIBLIOGRAPHIQUE



Bibliographie :

B

Bekkal Brikci-Benhabib, K., et al. (2015). Les infections nosocomiales à *Candida* spp. en Algérie.

Bekkal Brikci-Benhabib, K., et al. (2021). Prélèvement et recueil des cathéters.

Behera, B., et al. (2021). Impact of modified CDC/NHSN surveillance definition. *Journal of Infection Prevention*, 22(4), 162–165.

Berman, J. (2006). Morphogenesis in *Candida albicans*. *Current Opinion in Microbiology*, 9(6), 595–601.

Bismut, F., et al. (2004). L'abord vasculaire pour hémodialyse. Paris: Masson.

Bouchara, J. P., et al. (2010). Les levures et levuroses. *Cahier de Formation, Biologie Médicale*.

Boukraâ, L., Saïd, K., & Houcine, A. (2013, 1 décembre). Antimicrobial properties of bee products and medicinal plants. *ResearchGate*.

Boukrous, N., & Chanoun, T. (2022). Étude de la contamination des cathéters au CHU Khelil Amrane de Béjaia (Mémoire de Master). Université Amira-Béjaia, Algérie.

Référence Bibliographie

Boutaina, Y. (2022). Les infections liées aux cathéters veineux centraux en réanimation (Thèse de doctorat). Université Cadi Ayyad, Maroc.

Bregenzer, T., et al. (1998). Peripheral IV catheter replacement. *Archives of Internal Medicine*, 158(2), 151–156.

Brun-Buisson, C., Rauss, A., & Legrand, P. (1987). Semiquantitative culture of catheter tips. *Journal of Clinical Microbiology*.

Botton, B. A., Breton, F. M., Gauthier, S., Guy, P., Larpent, J. P., Reymond, P., Sanglier, J. J., Vayssier, Y., & Veau, P. (1999). Moisissures utiles et nuisibles. Importance industrielle. Paris: Masson.

C

Centers for Disease Control and Prevention (CDC). (2011).

Chandra, J., et al. (2001). Biofilm formation by *Candida albicans*. *Journal of Bacteriology*, 183(18), 5385–5394.

Chakraborty, T., et al. (2019). Eicosanoid production by *Candida parapsilosis*. *Virulence*, 10(1), 970–975.

Clancy, C. J., & Nguyen, M. H. (2013). Nonculture diagnostics of candidiasis. *Clinical Infectious Diseases*, 56(9), 1284–1292.

Coello, R., et al. (2003). Device-related sources of bacteraemia in English hospitals. *Journal of Hospital Infection*, 53(1), 46–57.

Référence Bibliographie

D

Donlan, R. M. (2001). Biofilms and device-associated infections. *Emerging Infectious Diseases*, 7(2), 277–281.

Drochey, E., & Vieu, M. (1957). Biology of *Candida* infections. *Sem Hop*, 33(13/2), 793–807.

Drugeon, H., et al. (n.d.). Infections liées aux dispositifs intravasculaires.

E

Espinasse, F., et al. (2010). Complications infectieuses des cathéters veineux.

Estevinho, L. et al. (2008) "Antifungal effect of lavender honey against *Candida albicans*, *Candida krusei* and *Cryptococcus neoformans*". *Journal of Medical Mycology*, 18(4), 234–237.

F

Fesharaki, F., et al. (2018). *Candida* infections in hospitalized patients.

G

Godier, A., et al. (2018). Gestion des agents antiplaquettaires. *Anesthésie & Réanimation*, 4(6), 548–562.

Gulati, M., & Nobile, C. J. (2016). *Candida albicans* biofilms: mechanisms. *Microbes and Infection*, 18(5), 310–321.

Gunde-Cimerman, N., Zalar, P., de Hoog, G. S., & Plemenitaš, A. (2013). Extremophilic fungi in Arctic ice: A relationship between adaptation to low temperature and water activity. *Physics and Chemistry of the Earth*.

H

Haute Autorité de Santé (HAS). (2020). Prévention des infections nosocomiales.

Référence Bibliographie

Houbraken, J., et al. (2011). *Penicillium* classification. *Studies in Mycology*, 70(1), 53–138.

Hoyer, L. L. (2001). The ALS gene family. *Trends in Microbiology*, 9(4), 176–180.

I

Ibrahim, A. S., et al. (2012). Mucormycosis pathogenesis. *Clinical Infectious Diseases*, 54(Suppl 1), S16–S22.

Infusion Nurses Society (INS). (2016). *Infusion Nursing Standards of Practice*.

Institut de Veille Sanitaire. (2006). *L'utilisation des cathéters veineux périphériques*.

K

Kallel, A., et al. (2016). Complexe *Candida* parapsilosis. *Journal de Mycologie Médicale*, 26(1), 67.

Koç, A. N., Silici, S., Kasap, F., Hörmet-Öz, H. T., Mavuş-Buldu, H., & Ercal, B. D. (2009). Antifungal activity of honeybee products against *Candida* spp. and *Trichosporon* spp. *Journal of Medicinal Food*.

L

Laghchimi, A., Znini, M., Majidi, L., Renucci, F., El-Harrak, A., & Costa, J. (2014). Chemical composition and effect of liquid and vapor phase of *Lavandula multifida* essential oil on mycelial growth of fungi responsible for the rot of apple. *Journal of Materials and Environmental Science*.

Latgé, J. P. (1999). *Aspergillus fumigatus* and aspergillosis. *Clinical Microbiology Reviews*, 12(2), 310–350.

Référence Bibliographie

Lemriss, S., Laurent, F., Couble, A., Casoli, E., Lancelin, J. M., Saint-Pierre-Bonaccio, D., ... Rifali, S. (2003). Screening of non-polyenic antifungal metabolites produced by clinical isolates of actinomycetes. *Canadian Journal of Microbiology*.

M

Maki, D. G., et al. (2006). Risk factors for peripheral IV catheter complications.

Mermel, L. A. (2017). Peripheral venous catheter bloodstream infections. *Clinical Infectious Diseases*, 65(10), 1757–1762.

Mermel, L. A. (2000). Prevention of intravascular catheter-related infections. *Annals of Internal Medicine*, 132(5), 391–402.

Mimoz, O. (2005). Infection liée au cathéter. CHU Poitiers, France.

Moussaoui, Z. (2014). Thrombose veineuse profonde en rééducation (Thèse doctorale). Université Sidi Mohamed Ben Abdellah.

Mukherjee, P. K., et al. (2015). Mycobiota in gastrointestinal diseases. *Nature Reviews Gastroenterology & Hepatology*, 12(2), 77–87.

N

Nett, J. E., & Andes, D. R. (2015). Biofilm development and host interaction. *Current Opinion in Microbiology*, 28, 65–70.

National Institute for Health and Care Excellence (NICE). (2012). Infection prevention and control in primary and community care. NICE Guideline CG139.

NICE Guideline CG139. Infection: prevention and control of healthcare-associated infections in primary and community care, 2012.

Référence Bibliographie

Nivoix, Y., et al. (2018). Traitement des infections fongiques. In Pharmacie Clinique et Thérapeutique. Elsevier Masson.

Noble, S. M., et al. (2017). *Candida albicans* cell-type switching. *Nature Reviews Microbiology*, 15(2), 96–108.

Nobile, C. J., & Johnson, A. D. (2015). *Candida albicans* biofilms and human disease. *Annual Review of Microbiology*, 69, 71–92.

Nucci, M., & Anaissie, E. (2007). *Fusarium* infections. *Clinical Microbiology Reviews*, 20(4), 695–704.

O

Odds, F. C., & Bernaerts, R. (1994). CHROMagar *Candida*, a new differential isolation medium for presumptive identification of clinically important *Candida* species. *Journal of Clinical Microbiology*, 32(8), 1923–1929.

O’Grady, N. P., et al. (2011). Guidelines for the prevention of intravascular catheter-related infections. *Clinical Infectious Diseases*, 52(9), e162–e193.

Osório, F. G., et al. (2023). Infections nosocomiales et microbiote cutané.

P

Pandey, A., Soccol, C. R., Nigam, P., Soccol, V. T., Vandenberghe, L. P. S., & Mohan, R. (2000). Biotechnological potential of agro-industrial residues. II: Cassava bagasse. *Bioresource Technology*.

Pappas, P. G., et al. (2016). Clinical practice guideline for the management of candidiasis: 2016 Update. *Clinical Infectious Diseases*, 62(4), e1–e50.

Référence Bibliographie

Pappas, P. G., et al. (2018). Invasive candidiasis. *Nature Reviews Disease Primers*, 4(1), 1–20.

Papon, N., et al. (2013). Emerging pathogenic *Candida* species. *PLoS Pathogens*, 9(9), e1003550.

Pfaller, M. A., & Diekema, D. J. (2007). Epidemiology of invasive candidiasis. *Clinical Microbiology Reviews*, 20(1), 133–163.

Pfaller, M. A., et al. (2010). Variation in *Candida* spp. distribution. *Diagnostic Microbiology and Infectious Disease*, 68(3), 278–283.

Pittet, D. (2000). Nosocomial candidemia: risk factors and mortality.

Poissy, J., et al. (2015). Infections fongiques : aspects cliniques.

R

Ramage, G., et al. (2012). Fungal biofilm resistance. *International Journal of Microbiology*, 2012, 528521.

Ribes, J. A., et al. (2000). Zygomycetes in human disease. *Clinical Microbiology Reviews*, 13(2), 236–301.

Rodriguez-Canales, M., Medina-Romero, Y. M., Rodríguez-Monroy, M. A., Nava-Solis, U., Bolaños-Cruz, S. I., Mendoza-Romero, M. J., Campos, J. E., Hernández-Hernández, A. B., Chirino, Y. I., Cruz-Sanchez, T., García-Tovar, C. G., & Canales-Martínez, M. M. (2023). Activity of propolis from Mexico on the proliferation and virulence factors of *Candida albicans*. *BMC Microbiology*.

S

Schuster, E., et al. (2002). Industrial use of *Aspergillus niger*. *Applied Microbiology and Biotechnology*, 59(4–5), 426–435.

Seddiki, S., et al. (2015). Étude de la colonisation fongique.

Seddiki, S., et al. (2018). Méthodologie d'échantillonnage des cathéters.

Société Française d'Hygiène Hospitalière (SF2H). (2019). Prévention des infections associées aux dispositifs intravasculaires.

Société Française d'Anesthésie et de Réanimation (SFAR). (2018). Gestion des antiplaquettaires.

W

National Committee for Clinical Laboratory Standards (NCCLS). (1997). Reference method for broth-dilution antifungal susceptibility testing of yeasts. Approved standard M27-A. Wayne, PA: NCCLS.

Weber, M. E., Kuhn, G., Sprenk, D., Rolf, C., Ohlwein, C., & Ricken, W. (2012). Dust transport from Patagonia to Antarctica—a new stratigraphic approach from the Scotia Sea and its implications for the last glacial cycle. *Quaternary Science Reviews*.

Annexes

Annexes

Annexes

Annexe 1 : Questionnaire

La surveillance biologique des sujets étudiés

Prélèvement N° :

- Date :
- Service :
- Patient :
- Age :
- Sexe : Homme ☐ Femme ☐

Cathéter veineux périphérique :

- Durée du maintien cathéter :
- Pathologies immunosuppressives :
 - Non ☐
 - Oui (détails) :
- Antibiothérapie :
 - Non ☐
 - Oui (détails) :
- Signe d'inflammation local ou générale :
 - Non ☐
 - Oui (précisez) :

Annexes

Annexe 2 : La composition des milieux

N°1 : Composition de Sabouraud

Composant	Quantité
Peptone	10g
Dextrose (glucose)	40g
Agar	15g
Eau distillée	1000ml
Ph	Ajuste à 5,6

N°2 : Composition d'Eau Physiologique

Composant	Quantité
Na Cl	9g
Eau distillée	1000ml

N°3 : Composition de gélose MH

Composant	Quantité
Extrait de viande	2g
Caséine hydrolysée acide	17,5g
Amidon	1,5g
Chlorure de calcium (Ca^{2+})	Traces
Chlorure de magnésium (Mg^{2+})	Traces
Agar	17g
Ph final	7.3 ± 0.1 (à 25 °C)

N°4 : Composition de Gélose MHGBL

Composant	Quantité
Base Mueller-Hinton (MH)	38g
Glucose (dextrose)	20g (Soit 2%)
Bleu de méthylène	0,5 µg/ml (soit 0,5 mg/L)
Eau distillé	1000ml
Ph final	7,3 ± 0,1 à 25°C