

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
République Algérienne Démocratique et Populaire

Ministère de l'Enseignement Supérieur
Et de la Recherche Scientifique
Université Mouloud Mammeri
Faculté de médecine Tizi-Ouzou
Département de pharmacie



وزارة التعليم العالي
والبحث العلمي
جامعة مولود معمري
كلية الطب تيزي وزو
شعبة الصيدلة

N° D'ordre :

MÉMOIRE DE FIN D'ÉTUDE

Présenté sous forme d'article et soutenu publiquement

En vue de l'obtention du Diplôme de Docteur en Pharmacie

Le 15/07/2025

Sous le thème :

DÉTERMINATION DE LA FLORE FONGIQUE AU NIVEAU DES
SERVICES DE RÉANIMATION CHIRURGICALE ET
D'HÉMATOLOGIE DU CHU TIZI OUZOU

Réalisé par :

M^{elle} AMARA Bochra

M^{elle} HEBBOUL Hanine

M^{elle} KALAI Chaimaa

Encadré par : Pr SEKLAOUI Nacera

Co-encadré par : D^r TAKHERBOUCHT Mohammed

Membres du jury :

P ^r N. HADHOUM	M.C.A	Faculté de médecine Tizi-Ouzou	Présidente du jury
P ^r N. SEKLAOUI	M.C.B	Faculté de médecine Tizi-Ouzou	Rapporteur
D ^r M. TAKHERBOUCHT	Résident	Faculté de médecine Tizi-Ouzou	Co-rapporteur
D ^r L. CHERIFI	MAHU	Faculté de médecine Tizi-Ouzou	Examinatrice
D ^r S. IBOUKHOULEF	MAHU	Faculté de médecine Tizi-Ouzou	Examinatrice

Année universitaire : 2024/2025



Article

DETERMINATION DE LA FLORE FONGIQUE AU NIVEAU DES SERVICES DE REANIMATION CHIRURGICALE ET D'HEMATOLOGIE DU CHU TIZI OUZOU

AMARA Bochra^{1 *}, HEBBOUL Hanine^{1 *}, KALAI Chaimaa^{1 *}, SEKLAOUI Nacera², TAKHERBOUCHT Mohammed².

¹Département de pharmacie, Faculté de Médecine de Tizi Ouzou. Université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou

²Laboratoire de Parasitologie et Mycologie médicale du CHU de TIZI-OUZOU, Algérie

* Ces auteurs ont contribué de manière égale à la réalisation de cet article.

Résumé: Les infections fongiques nosocomiales représentent un problème majeur en milieu hospitalier, notamment dans les unités de soins intensifs et les services à haut risque tels que le service de la réanimation chirurgicale et d'hématologie. L'air et les surfaces de ces services constituent une source potentielle de ces infections, en particulier chez le patient immunodéprimé.

Dans notre étude, nous avons réalisé 102 prélèvements pour déterminer et évaluer la flore fongique à la fois dans l'air ambiant et sur les surfaces dans ces deux services du CHU de TIZI-OUZOU, 18 prélèvements ont concerné l'air ambiant, tandis que 84 ont porté sur les surfaces. Les prélèvements d'air ont été effectués par la méthode de sédimentation passive, tandis que ceux des surfaces ont été réalisés selon deux méthodes : boîte de contact et écouvillonnage. Après incubation, les cultures obtenues ont été examinées et évaluées selon les critères macroscopiques et microscopiques des champignons, conformément aux références mycologiques standards. Les résultats ont montré que *Aspergillus niger* a été l'espèce la plus isolée (21/102) dans l'ensemble des échantillons, suivie par *Penicillium spp.* (14/102). D'autres espèces fongiques ont également été identifiées au cours de l'étude en proportion faible, telles que, *Fusarium spp.*, *Trichosporon spp.* et *Alternaria spp.*

Ces résultats présentent l'importance de renforcer les mesures d'hygiène environnementale et d'appliquer une surveillance régulière du milieu hospitalier afin de limiter le risque d'infections fongiques nosocomiales.

Mots-clés : infections fongiques , nosocomiale, champignon, *Aspergillus niger*.

Abstract: Nosocomial fungal infections are a major problem in hospitals, particularly in intensive care units and high-risk wards such as surgical resuscitation and hematology. The air and surfaces of these wards are a potential source of these infections, particularly in immunocompromised patients.

In our study, we took 102 samples to determine and evaluate the fungal flora both in ambient air and on surfaces in these two departments of the CHU of TIZI-OUZOU; 18 concerned ambient air, while 84 concerned surfaces. Air samples were taken using the passive sedimentation method, while surface samples were taken using two methods: contact plates and swabbing. After incubation, the cultures obtained were examined and evaluated according to macroscopic and microscopic fungal criteria, in line with standard mycological references. The results showed that *Aspergillus niger* was the most isolated species (21/102) in all samples, followed by *Penicillium spp.* (14/102). Other fungal species were also identified during the course of the study in low proportions, such as *Fusarium spp.*, *Trichosporon spp.* and *Alternaria spp.*

These results confirm the importance of reinforcing environmental hygiene measures and applying regular surveillance of the hospital environment in order to limit the risk of nosocomial fungal infections.

Keywords: fungal infections, Nosocomial, fungi, *Aspergillus niger*.

I. INTRODUCTION

Environ 13 millions d'infections fongiques surviennent chaque année dans le monde, entraînant près de 1,5 million de décès, selon les dernières statistiques publiées, ce qui en fait un enjeu majeur de santé publique [1], notamment dans le contexte des infections nosocomiales au sein des établissements de soins. Ces infections, contractées lors d'une hospitalisation, ont des conséquences sanitaires, économiques et sociales importantes [2,3,4,5]. Elles allongent la durée d'hospitalisation, augmentent la morbidité et la mortalité, et engendrent des coûts supplémentaires pour les systèmes de santé [2,6,7]. Parmi elles, les infections fongiques occupent une place de plus en plus importante, en particulier dans les services de soins intensifs [7]. Ces environnements, où sont concentrés des patients fragilisés par de graves maladies soumis à des traitements lourds, constituent un terrain propice au développement de ces infections [1,2,8,9,10,11,12].

Les patients en réanimation chirurgicale et en hématologie médicale sont particulièrement vulnérables [11,13] à cause de leur immunodépression, de la présence de dispositifs médicaux invasifs, de l'antibiothérapie à large spectre, de la durée prolongée d'hospitalisation et le recours à la nutrition parentérale [1,9]. Cette vulnérabilité rend les patients plus sensibles aux agents pathogènes opportunistes, notamment d'origine fongique [2,7,14]. Parmi les agents responsables, les champignons filamenteux et les levures qui peuvent coloniser l'environnement hospitalier et constituer un point de départ des infections nosocomiales [9,10,11].

Les champignons sont des microorganismes ubiquitaires présents dans l'environnement hospitalier [15]. Ces champignons produisent des spores qui peuvent contaminer l'air, les surfaces et les équipements médicaux [2,15]. L'air intérieur des hôpitaux est un moyen de transmission majeur de contamination fongique, notamment dans les unités de soins intensifs où la qualité de l'air est un paramètre très important à contrôler [2,5,15,16]. La flore fongique aéroportée, constituée principalement de spores de genres tels qu'*Aspergillus*, *Cladosporium* ou *Penicillium* [2,17,18]. Par ailleurs, les surfaces des services et des unités de soins intensifs représentent des réservoirs majeurs de champignons potentiellement pathogènes [18,19]. La contamination des surfaces favorise la formation de biofilms fongiques, surtout par des levures comme *Candida albicans*, qui adhèrent solidement et résistent aux traitements antiseptiques classiques. L'environnement hospitalier est donc une source exogène importante d'infections fongiques [12], et cela souligne l'importance de mener des études approfondies sur la flore fongique au sein des différents services de soins hospitaliers [15].

Les espèces fongiques les plus rencontrées et les plus isolées dans le milieu hospitalier sont *Aspergillus spp.*, *Penicillium spp.*, *Fusarium spp.*, *Alternaria spp.* et *Cladosporium spp.* [5,15]. Parmi les genres fongiques isolés, *Aspergillus* occupe une place prépondérante en pathologie nosocomiale. L'aspergillose invasive (AI), principalement causée par *Aspergillus fumigatus*, mais aussi par d'autres espèces comme *A. flavus*, *A. niger* ou *A. terreus*, est une complication redoutée chez les patients immunodéprimés (neutropéniques, transplantés, hémopathies malignes) et tend à être de plus en plus reconnue comme une infection courante chez les patients en soins intensifs, même sans immunodépression classique [14].

Dans ce contexte, la surveillance environnementale des champignons dans les services à haut risque s'impose comme un outil stratégique dans la lutte contre les infections fongiques nosocomiales [10]. Elle permet non seulement de détecter la présence de contaminants

fongiques dans les zones sensibles, mais aussi d'évaluer l'efficacité des protocoles d'hygiène et des mesures de prévention en place.

L'objectif de notre étude était de déterminer la flore fongique de l'air et des surfaces dans les services de réanimation chirurgicale et d'hématologie médicale de CHU NEDIR Mohamed Tizi Ouzou Algérie, en utilisant des méthodes standardisées conformes aux normes internationales ISO, afin d'évaluer le niveau de contamination fongique et d'identifier les espèces prédominantes dans ces services.

II. MATÉRIELS ET MÉTHODES

1. Type, lieu et période de l'étude

Il s'agit d'une étude prospective descriptive, elle vise à déterminer la flore fongique présente dans les services d'Hématologie médicale et de Réanimation chirurgicale, sur une période de deux mois, allant de 13 Février 2025 à 13 Avril 2025.

2. Matériels de l'étude

Tableau 1 : Matériels et réactifs utilisés pour l'étude de la flore fongique

<i>Matériels de Prélèvement</i>	<i>Matériels d'ensemencement</i>	<i>Réactifs et Colorants</i>	<i>Matériels d'identification</i>	<i>Matériels de lecture et de culture</i>
<ul style="list-style-type: none"> - Boîtes de Petri -Écouvillons (Tige en bois) - Masse de 500g. - Gants stériles - Chronomètre - Conteneur de transport 	<ul style="list-style-type: none"> - Pipette Pasteur - L'eau physiologique - Gélose Sabouraud chloramphénicol (SC) 	<ul style="list-style-type: none"> - Bleu de coton 	<ul style="list-style-type: none"> - Lame porte-objet - Lamelle - Pipette Pasteur 	<ul style="list-style-type: none"> - Microscope optique - Bec Bunsen - Agitateur - Étuve - Milieu d'isolement Sabouraud chloramphénicol (SC)

3. Critères d'inclusion et de non inclusion

3.1 Critères d'inclusion

Ont été inclus dans l'étude :

- Les chambres d'hospitalisation des services d'Hématologie Médicale et de Réanimation Chirurgicale accessibles au moment de l'étude.
- Les chariots de préparation des médicaments présents dans chaque chambre .
- Les surfaces à haut risque de contamination (poignées de porte, interrupteurs, plans de travail)
- Les sites pour lesquels les conditions de prélèvements étaient réunies (matériel, accès, disponibilité des milieux de culture).

3.2 Critères de non inclusion

Ont été exclus

- Les unités ou pièces soumises à des restrictions d'accès (ex : isolement strict, soins en cours).
- Les surfaces ne permettant pas de prélèvement conforme aux norme (ex : inaccessibles).

- Les investigations environnementales portant sur l'eau ou les mains (manuportage) sont limitées en raison du manque de milieux spécifiques.
- Les échantillons dégradés, mal conservés ou contaminés pendant le transport.

4. Méthodologie de l'étude

4.1 Sites de prélèvement

Nous avons ciblé plusieurs sites de prélèvement afin d'avoir une vision complète de la contamination fongique de l'environnement hospitalier, conformément à la norme française S90-351 [20]. Dans la présente étude, nos prélèvements ont porté sur les sites suivants :

- Surfaces : poignées de portes, fenêtres, interrupteurs, murs, lits, paillasse de travail, chariots de préparation des médicaments, chariot collecteur de déchets, tables de chevet, dispositifs médicaux.
- Climatiseurs : individuel et local.
- Points d'eau : lavabos, robinets et tuyauterie pour la recherche de levures ou de moisissures.
- Air ambiant : salles des patients.

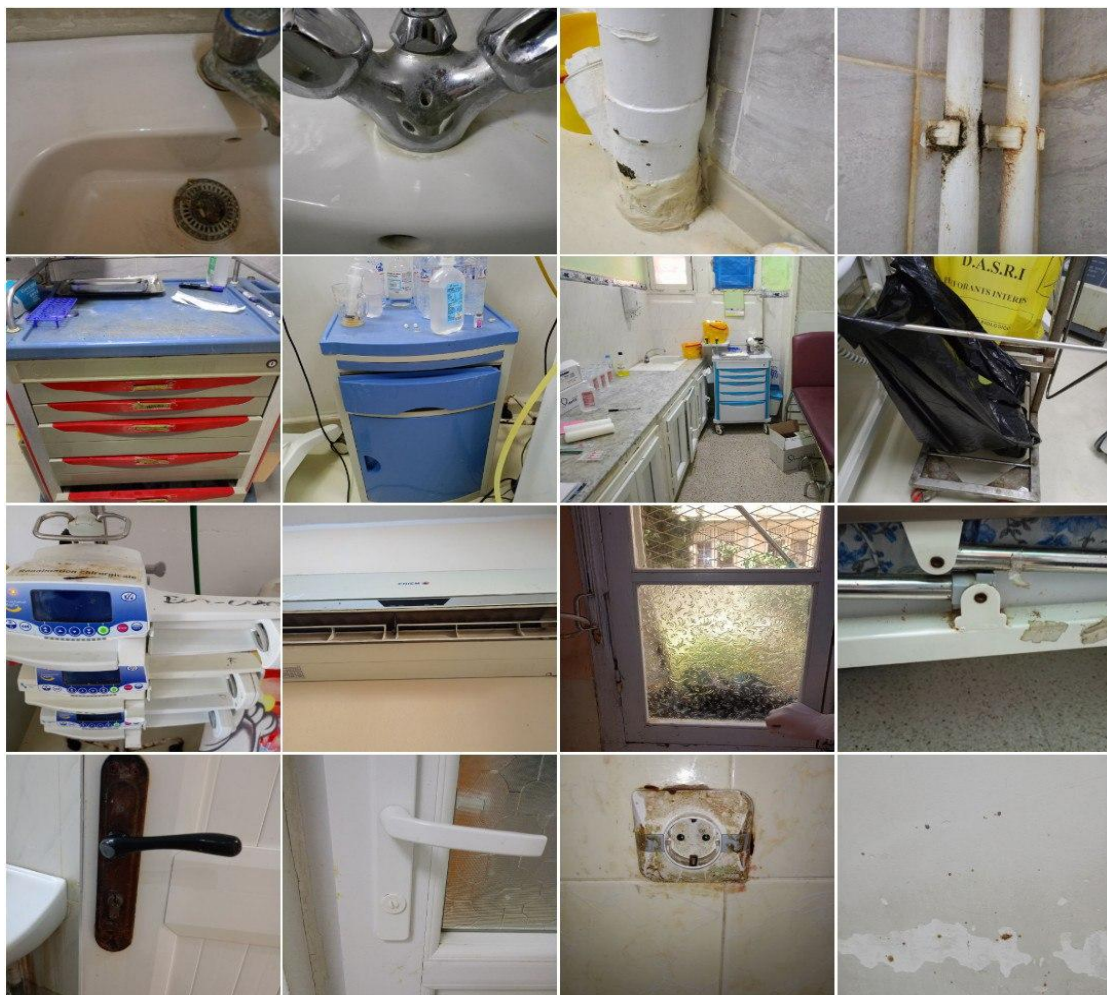


Figure 1 : Sites de prélèvement

4.2 Techniques de prélèvement

- La technique du prélèvement est adaptée au site ciblé [21].

- La zone à prélever doit être choisie soigneusement où la flore fongique est vivante [20,21].
- Il est important que le laboratoire reçoive un échantillon représentatif de la surface soumise à l'essai et n'ayant pas été endommagé ou altéré au cours du transport ou du stockage [22].

A/ Les surfaces : Notre protocole de prélèvement repose sur les recommandations de la norme internationale ISO 18593, qui spécifie des méthodes horizontales pour le prélèvement d'échantillons sur les surfaces de l'environnement, en vue de détecter ou de quantifier les micro-organismes viables. Conformément à cette norme, nous avons utilisé deux techniques principales : la méthode de contact avec la surface réalisée à l'aide de boîtes de contact (applicable uniquement aux surfaces planes) et la méthode par écouvillonnage (adaptée à tous les types de surfaces) [21].

A.1 Méthode à la boîte de contact

Dans notre protocole, nous avons utilisé des boîtes de Petri circulaires de 60 mm de diamètre, contenant une gélose Sabouraud au chloramphénicol (SC). Après leur retrait des conteneurs de transport, nous avons appliqué fermement la surface de gélose contre la surface d'essai, sans décrire de mouvement latéral. Selon la littérature, les meilleurs résultats obtenus avec cette méthode nécessitent un temps de contact de 10 s et une pression exercée par une masse de 500 grammes. Une fois l'ensemencement effectué, nous avons immédiatement refermé les boîtes, puis les avons replacées dans leurs conteneurs de transport. Elles ont ensuite été incubées dans des conditions appropriées, avant d'être examinées pour identifier et quantifier les micro-organismes isolés [21].

- **La préparation des boîtes de contact**

La détection et l'isolement des champignons (moisissures et levures) reposent sur l'utilisation de milieux de culture spécifiques, tels que la gélose Sabouraud au chloramphénicol (SC), adaptés à la croissance de la flore fongique. Le chloramphénicol, additionné à ce milieu, est un antibiotique qui permet d'inhiber la croissance des bactéries pouvant interférer avec l'isolement et l'identification des champignons [22]. Ces milieux doivent être stériles, soit prêts à l'emploi (sous forme de flacons ou de boîtes), soit préparés en conditions aseptiques à partir de poudre déshydratée [23].



Figure 2 : Gélose Sabouraud Chloramphénicol

Conformément à la norme ISO 11133, lorsqu'un flacon de gélose prêt à l'emploi est utilisé, il doit être placé dans un bain-marie à 100 °C jusqu'à complète liquéfaction (environ 20 minutes). Une fois fondue et tiédie, la gélose est versée délicatement au centre de chaque boîte de Petri, de manière à former un ménisque convexe (surface légèrement bombée), puis les boîtes sont refermées immédiatement après le coulage. Elles sont ensuite solidifiées à température ambiante pendant 20 à 30 minutes. Il est essentiel de ne pas trop remplir les boîtes, afin d'éviter tout débordement lors de leur application sur les surfaces. Une fois solidifiée, la gélose peut être utilisée immédiatement ou bien conservée au réfrigérateur, entre 2 et 8 °C, à l'abri de la lumière [23].

La manipulation doit être réalisée dans des conditions rigoureusement aseptiques comme décrit dans cette norme ISO 11133 : l'ensemble de la procédure s'effectue à proximité d'un bec Bunsen, après avoir soigneusement désinfecté la surface de travail. Les boîtes de contact stériles ne doivent être ouvertes qu'au moment du coulage, pour limiter le risque de contamination. Après le coulage, la gélose doit être sortie 30 minutes à température ambiante avant utilisation. Toute boîte présentant des signes de dessèchement, de contamination ou de fissuration doit être écartée [23].



Figure 3 : Prélèvement par méthode de contact

A.2 Méthode par écouvillonnage

Après avoir sorti un écouvillon de son emballage stérile et l'humidifier dans l'eau physiologique. Nous avons éliminé l'eau en excès, puis effectué des stries sur la surface à étudier (estimée entre 20 cm² et 100 cm²) dans deux directions perpendiculaires l'une par rapport à l'autre [21].

Une fois l'échantillonnage terminé, nous avons replacé l'écouvillon dans le tube contenant l'eau physiologique, puis homogénéisé le contenu à l'aide d'un agitateur pendant 30 secondes. L'écouvillon humidifié a ensuite été ensemencé sur la surface d'un tube contenant la gélose SC par un mouvement de roulis avec une fraction de 0.1 ml du l'inoculum afin de favoriser la croissance des colonies présentes. Il a été replacé dans le tube contenant 1 ml de la suspension, et le bâtonnet a été rompu dans des conditions aseptiques [21].

Un second écouvillon, cette fois non humidifié, a ensuite été utilisé pour effectuer un deuxième prélèvement sur la même surface, selon un axe perpendiculaire au premier. Il a également été

ensemencé sur une autre gélose SC avec 0.1 ml de l'inoculum, puis placé dans un tube contenant 1 ml du l'inoculum [21].

Les cultures ont été incubées dans des conditions appropriées, puis examinées. Le nombre et les types de micro-organismes sont liés à la surface échantillonnée.



Figure 4 : Prélèvement par écouvillonnage

B/ L'air : Dans la présente étude, nous avons utilisé l'échantillonnage de l'air afin d'évaluer la concentration de micro-organismes dans l'air. Parmi les différentes techniques décrites dans la norme ISO 17141 figurent les échantillonneurs d'air volumétriques (par impaction directe et indirecte, ou par échantillonnage à distance) ainsi que la méthode des plaques de sédimentation. Nous avons opté pour cette dernière en raison de sa simplicité d'utilisation, de son faible coût et de l'absence de matériel spécialisé requis [24].

Nous avons utilisé des boîtes de Petri circulaires de 90 mm de diamètre, correspondant à une surface de culture de 57,5 cm², contenant une gélose Sabouraud chloramphénicol (SC). Les boîtes ont été exposées à l'air ambiant pendant une durée d'une heure (Ce temps d'exposition a été limité à un maximum de quatre heures afin d'éviter le dessèchement du milieu, susceptible d'altérer la récupération des micro-organismes). Notre protocole repose sur la sédimentation passive de particules présentes dans l'air, imitant un mécanisme naturel de contamination [24].



Figure 5 : Prélèvement par méthode de sédimentation

Après exposition, nous avons immédiatement refermé les boîtes, puis procédé à leur incubation dans des conditions appropriées [24].

- **La préparation des boîtes de sédimentation**

Elle suit la même procédure que celle décrite précédemment pour les boîtes de contact, à l'exception du coulage de la gélose : dans ce cas, environ la moitié de la hauteur de la boîte de Petri est remplie en évitant de créer des bulles d'air.



Figure 6 : Écoulement de gélose dans les boîtes de Petri

4.3 Transport et conservation

Transporter, de préférence dans un délai inférieur à 4 heures, les échantillons obtenus de telle manière que toute contamination soit évitée [21].

Les échantillons prélevés doivent être placés dans une boîte réfrigérée maintenue entre 1 °C et 4 °C afin de préserver leur intégrité [21, 25].

4.4 Mise en culture

Les échantillons ont été ensemencés sur un milieu Sabouraud, supplémenté en chloramphénicol (50mg/l) afin d'inhiber la croissance bactérienne, comme décrit dans l'ISO 21527 [22].

Nous avons ensuite incubé nos cultures dans une étuve à 25 +/- 2 °C, pour une durée variable, généralement comprise entre 3 jours et 2 semaines, avec une conservation maximale de 4 semaines car le temps de développement des colonies fongiques varie selon le type de micro-organisme : (Environ 48 h pour les levures et 3 à 4 jours pour les moisissures) [26,27].

Ainsi, les résultats ne sont considérés comme négatifs qu'après 30 jours d'incubation sans apparition de colonies sur les milieux de culture (absence de poussée) [27].

NOTE : Le temps et la température d'incubation varient selon le type de micro-organisme recherché [21].

Pour procéder à la purification (obtenir des souches pures), un fragment mycélien est prélevé à l'aide d'une anse stérile, transféré sur un nouveau milieu de culture, puis réincubé [13].

Des témoins négatifs (géloses SC non ensemencées et incubées dans les mêmes conditions) ont été utilisés pour vérifier l'absence de contamination croisée lors des manipulations.

4.5 Identification

L'identification des moisissures isolées constitue une étape cruciale dans l'évaluation de la contamination fongique de l'environnement hospitalier. Elle repose sur l'analyse de caractéristiques morphologiques spécifiques, tant macroscopiques que microscopiques, qui

varient selon le genre et l'espèce du champignon, comme décrit l'ANOFEL, la Bioforma et d'autres guides d'identification [26,28,29,30].

- ✓ **Identification macroscopique** : elle repose sur les critères morphologiques des colonies :
 - L'aspect des colonies : texture (cotonneuse, veloutée, laineuse, granuleuse, poudrée) et relief (plat, bosselé, cratériforme...)
 - La forme des colonies.
 - La consistance, qui peut être molle, friable ou dure.
 - La taille des colonies.
 - La coloration observée sur la face supérieure et inférieure des cultures, avec ou sans présence de pigment diffusible sur la gélose.
 - La vitesse de croissance du mycélium : elle peut être rapide, comme chez *Aspergillus* et *Penicillium*, ou lente, comme chez *Trichophyton*.
- ✓ **Identification microscopique** : L'examen microscopique d'une colonie fongique se fait après réalisation d'un étalement entre lame et lamelle avec une goutte de bleu coton. Dans la plupart des cas, un examen au grossissement (x40) est suffisant pour mettre en évidence la plupart des éléments fongiques caractéristiques (hyphes, conidiophores, conidies, levures, etc.) Si non, un grossissement (x100) peut être nécessaire pour une observation détaillée de structures morphologiques spécifiques. Dans certains cas, un repiquage est recommandé afin d'obtenir des colonies pures et de faciliter l'identification.

Note : À cause de la croissance fongique très abondante observée sur certains milieux de culture, comme illustré à la figure 7, il a été impossible de compter précisément les colonies en unités formant colonies (UFC). En effet, les milieux étaient entièrement recouverts d'un tapis mycélien épais (voir figure 7), ce qui empêchait de distinguer les colonies une par une.

Nous avons donc utilisé une méthode semi-quantitative, en calculant la fréquence relative des genres fongiques isolés, exprimée en pourcentages (%). Cette méthode reste utile et pertinente pour évaluer la répartition et la diversité des champignons présents, même si un comptage exact n'était pas possible.

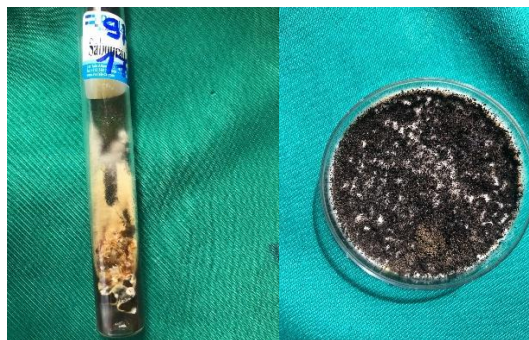


Figure 7 : Aspect macroscopique d'une colonisation fongique massive

Analyse statistique

Les données de cette étude ont été saisies, traitées et analysées à l'aide de Microsoft Excel, ce qui a permis de réaliser des calculs descriptifs simples (fréquences, pourcentages) et de générer des représentations graphiques adaptées aux objectifs de l'étude.

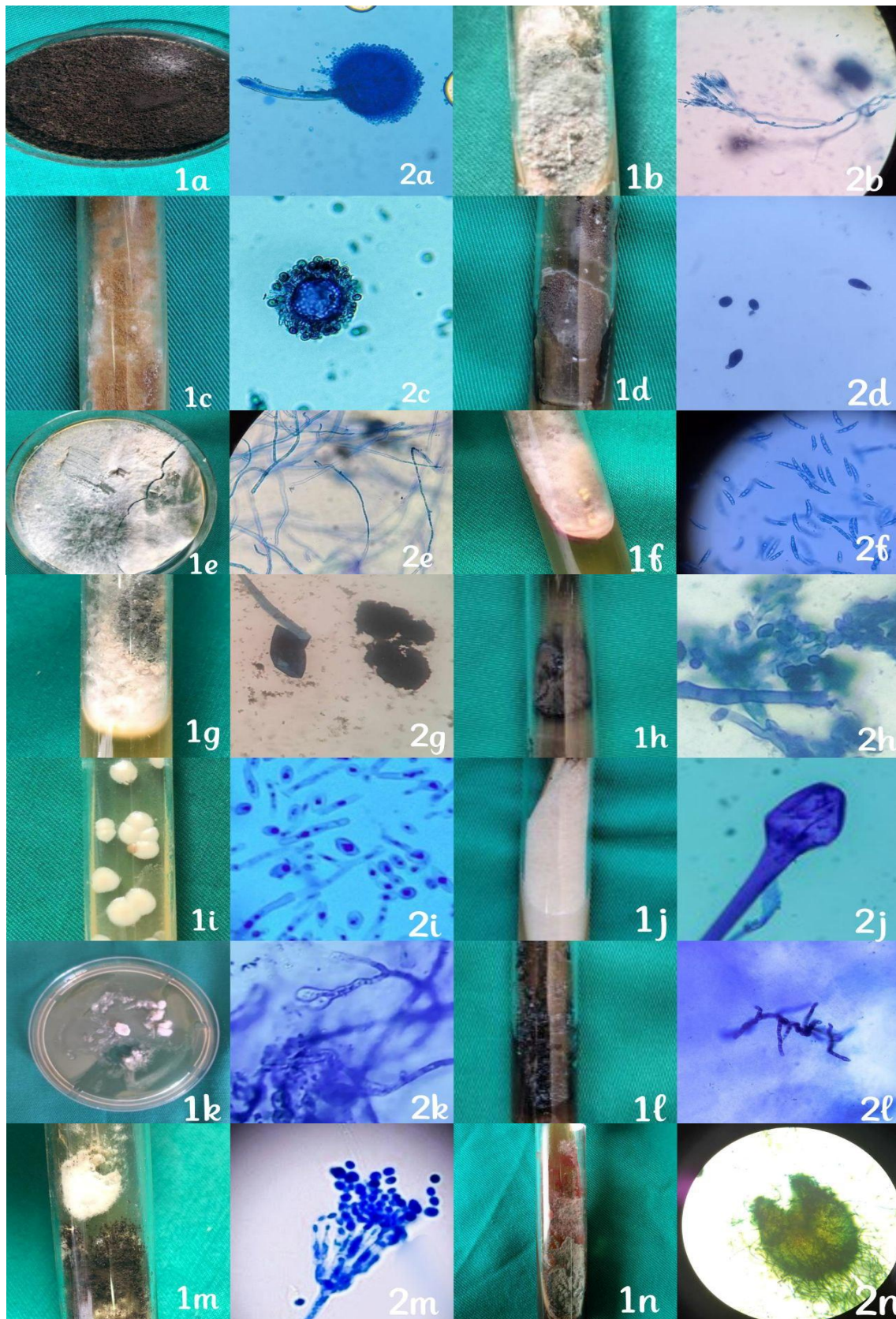


Figure 8 : Aspects macroscopique et microscopique des différentes espèces isolées

1 : aspect macroscopique, 2 : aspect microscopique, a : *Aspergillus niger.*, b : *Penicillium spp.*
 c : *Aspergillus terreus.*, d : *Alternaria spp.*, e : *Filaments mycéliens*, f : *Fusarium spp.*, g : *Rhizopus spp.*,
 h : *Cladosporium spp.*, i : *Trichosporon spp.*, j : *Lichtheimia spp.*, k : *Scedosporium spp.*
 l : *Aureobasidium spp.*, m : *Paecilomyces spp.*, n : *Poma spp.*

III. RÉSULTATS

Au total, 102 prélèvements environnementaux ont été réalisés au sein de deux services du Centre Hospitalier Universitaire de Tizi-Ouzou :

- 54 prélèvements en réanimation chirurgicale
- 48 prélèvements en hématologie médicale

Les résultats de la présente étude ont révélé que le pourcentage de contamination fongique global était de 61,76 %. Toutefois, le niveau de contamination dans les deux services était presque le même : 64,58 % en hématologie médicale et 59,25 % en réanimation chirurgicale.

Tableau 2 : Taux de positivité et de négativité des prélèvements fongiques dans les services de réanimation chirurgicale et d'hématologie médicale

Prélèvement	Réanimation chirurgicale	Hématologie médicale	Résultat global
Positifs	32 (59,25 %)	31 (64,58%)	63 (61,76 %)
Négatifs	22 (40,75 %)	17 (35,42 %)	39 (38,24 %)

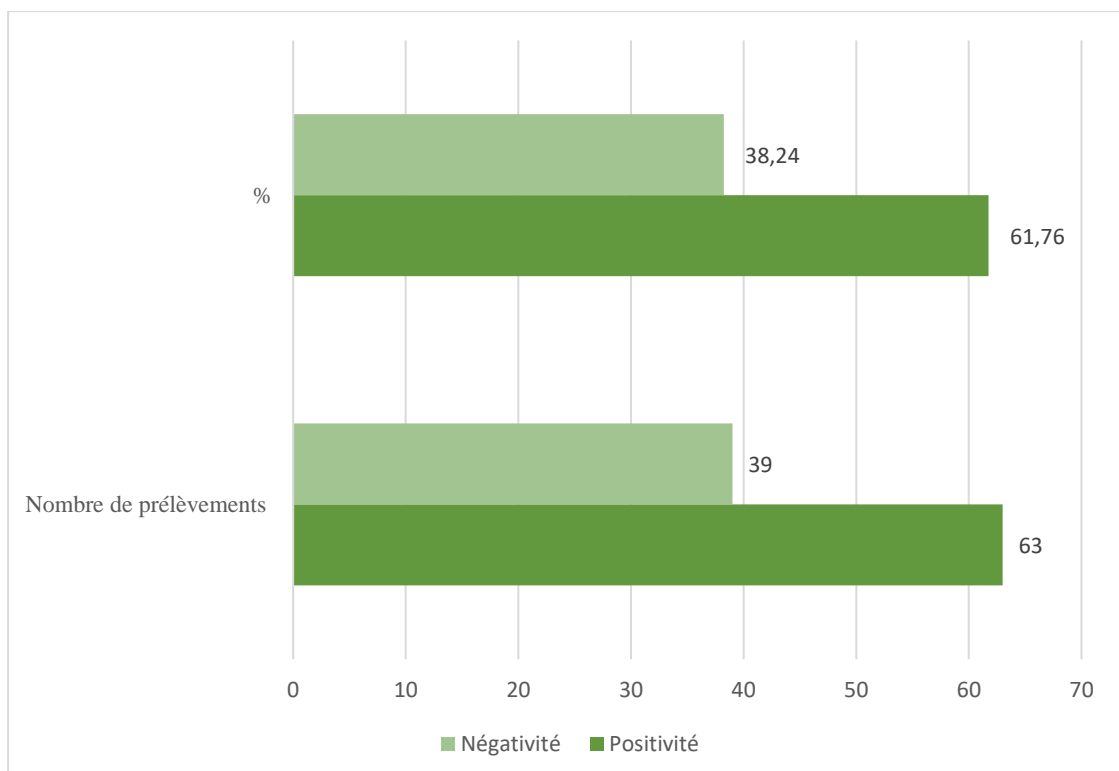


Figure 9 : Résultats d'analyse mycologique des prélèvements effectués dans les deux services

1. Résultats des prélèvements aériens

Un total de 18 prélèvements aériens a été effectué par la méthode de sédimentation passive.

- 8 prélèvements en réanimation chirurgicale
- 10 prélèvements en hématologie médicale

1.1 Résultats généraux

D'après les résultats montrés dans le tableau 3 et la figure 10, nous avons constaté que le niveau de contamination de l'air par la flore fongique en hématologie médicale est plus élevé que celui en réanimation chirurgicale.

Tableau 3 : Résultats des prélèvements aériens réalisés par sédimentation passive dans les deux services hospitaliers

Service	Nombre de prélèvements	Positifs (n, %)	Négatifs (n, %)
Réanimation chirurgicale	8	2 (25,0 %)	6 (75,0 %)
Hématologie médicale	10	5 (50,0 %)	5 (50,0 %)

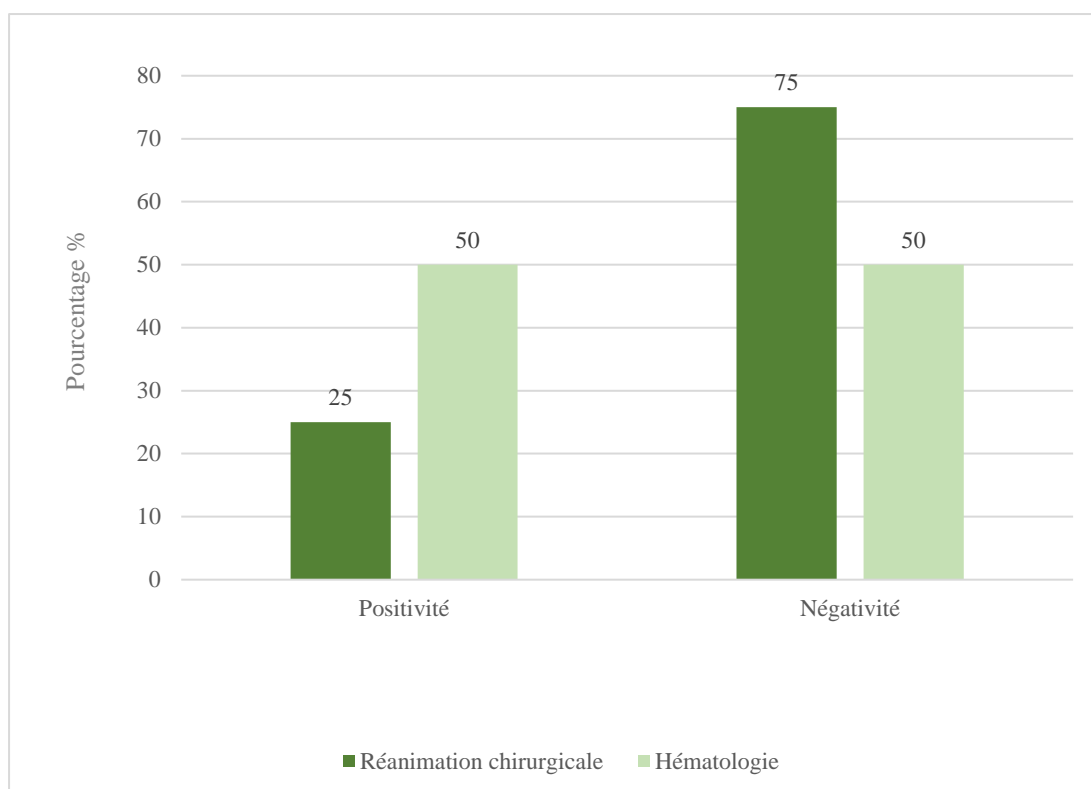


Figure 10 : Pourcentage de positivité et de négativité de prélèvements d'air dans les services de réanimation et d'hématologie médicale

1.2 Espèces fongiques isolées dans les prélèvements aériens

Selon les données figurant dans le tableau 4 et la figure 11, *Aspergillus niger* apparaît comme l'espèce fongique la plus fréquemment isolée dans l'air des deux services, avec un total de cinq isolats identifiés.

Tableau 4 : Répartition des espèces fongiques identifiées dans les prélèvements aériens par service hospitalier

Espèce fongique	Réanimation chirurgicale	Hématologie médicale	Total
<i>Aspergillus niger</i>	1 /8 (12,5%)	4 /10 (40%)	5 /18 (27,77%)
<i>Filament mycélien non identifié</i>	1 /8 (12,5%)	-	1 /18 (5,56%)
<i>Scedosporium spp.</i>	-	1/10 (10%)	1 /18 (5,56%)

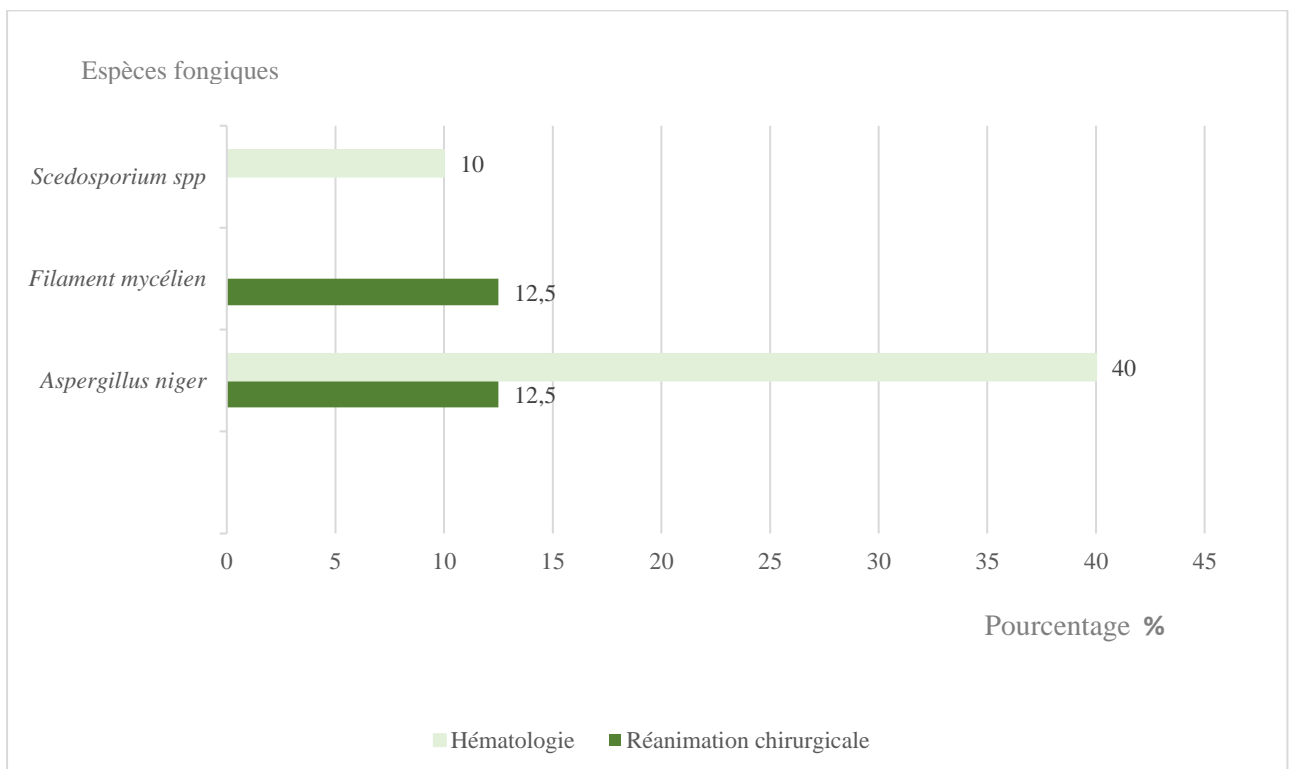


Figure 11 : Répartition des résultats d'analyse mycologique des prélèvements d'air effectués dans les services de réanimation et d'hématologie médicale

2. Résultats des prélèvements de surface

Un total de 84 prélèvements de surface a été effectué, répartis comme suit :

- 46 prélèvements dans le service de réanimation chirurgicale ;
- 38 prélèvements dans le service d'hématologie médicale.

2.1 Résultats généraux

D'après les résultats du tableau 5 et de la figure 12, la contamination fongique des surfaces a été enregistrée avec un pourcentage élevé de 66,7 %, se répartissant presque équitablement : 65,2 % en réanimation chirurgicale et 68,42 % en hématologie médicale.

Tableau 5 : Résultats des prélèvements de surface réalisés dans les services de réanimation chirurgicale et d'hématologie

Résultat	Réanimation chirurgicale (n = 46)	Hématologie médicale (n = 38)	Total (n = 84)
Positifs	30 (65,2 %)	26 (68,42%)	56 (66,7 %)
Négatifs	16 (34,8 %)	12 (31,58%)	28 (33,3 %)

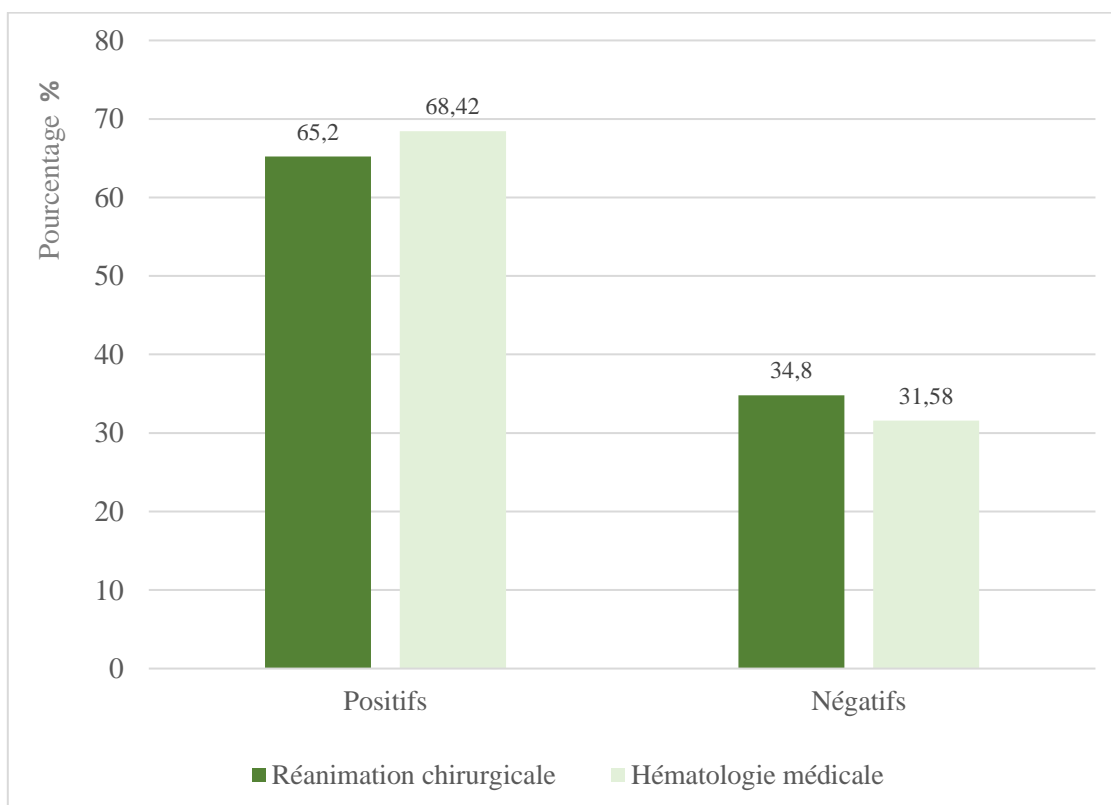


Figure 12 : Pourcentage de positivité et de négativité de prélèvements de surfaces dans les services de réanimation chirurgicale et d'hématologie médicale

2.2 Répartition des espèces fongiques isolés sur les surfaces selon le service

Dans la présente étude, un total de 54 isolats fongiques a été identifié sur les surfaces des deux services. Parmi eux, 16 isolats appartiennent à *Aspergillus niger*, suivi de *Penicillium spp.* avec 14 isolats, et des filaments mycéliens avec 10 isolats. D'autres espèces ont également été isolées, dont *Rhizopus spp.*, *Cladosporium spp.*, *Fusarium spp.*, *Trichosporon spp.*, *Alternaria sp.*, *Scedosporium spp.*, *Aspergillus terreus*, *Phoma spp.*, *Paecilomyces spp.*, *Lichtheimia spp.* et *Aureobasidium spp.*, avec un nombre d'isolats variant entre un et deux. Ainsi, *Aspergillus niger* s'impose comme l'espèce fongique dominante sur les surfaces analysées dans les deux services, comme l'illustrent le tableau 6 et la figure 13.

Tableau 6 : Répartition des espèces fongiques isolés à partir des surfaces selon le service hospitalier

Espèce fongique	Réanimation (n = 46)	Hématologie (n = 38)
<i>Aspergillus niger</i>	8/46 (17,39 %)	8/38 (21,05%)
<i>Penicillium spp.</i>	7/46 (15,21%)	7/38 (18,42%)
<i>Filaments mycéliens</i>	5/46 (10,87%)	5/38 (13,16%)
<i>Rhizopus spp.</i>	1/46 (2,17%)	1/38 (2,63%)
<i>Cladosporium spp.</i>	1/46 (2,17%)	1/38 (2,63%)
<i>Fusarium spp.</i>	2/46 (4,35%)	0/38
<i>Trichosporon spp.</i>	2/46 (4,35%)	0/38
<i>Alternaria spp.</i>	2/46 (4,35%)	0/38
<i>Scedosporium spp.</i>	0/46	1/38 (2,63%)
<i>Aspergillus terreus</i>	0/46	1/38 (2,63%)
<i>Phoma spp.</i>	0/46	1/38 (2,63%)
<i>Paecilomyces spp.</i>	0/46	1/38 (2,63%)
<i>Lichtheimia spp.</i>	1/46 (2,17%)	0/38
<i>Aureobasidium spp.</i>	1/46 (2,17%)	0/38

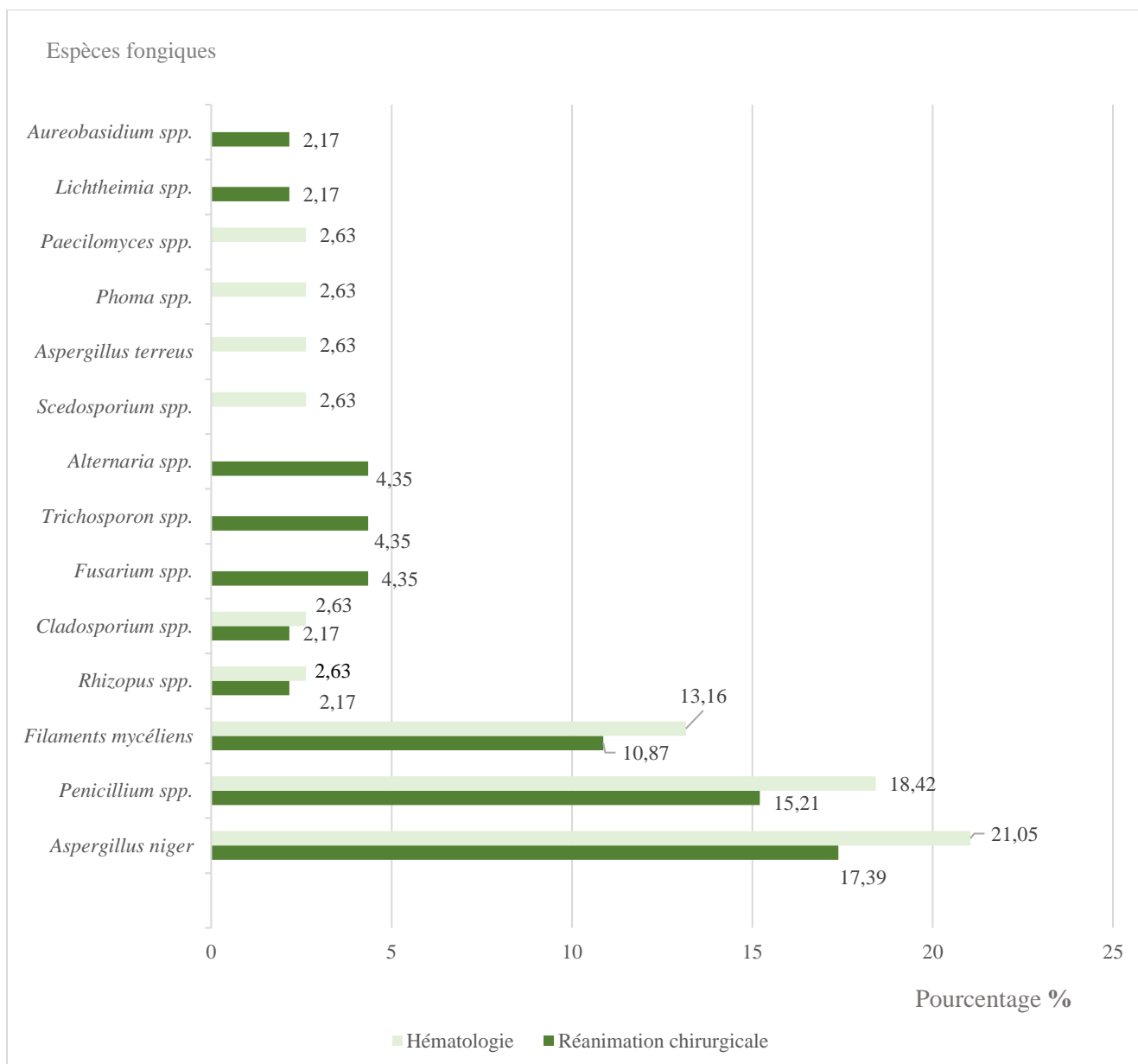


Figure 13 : Répartition des résultats d’analyse mycologique des prélèvements de surfaces effectués dans les services de réanimation et d’hématologie

3. Répartition des espèces fongiques isolées selon les sites de prélèvement

3.1 Répartition au sein du service de Réanimation Chirurgicale

Dans le service de réanimation chirurgicale, 54 échantillons ont été prélevés par différentes méthodes sur 11 sites distincts. Sur l’ensemble des échantillons, 32 se sont révélés positifs. La figure 14 illustre que les points d’eau constituent le site le plus contaminé, avec sept isolats fongiques, suivis des fenêtres, du climatiseur et des dispositifs médicaux, chacun présentant quatre isolats. Le chariot collecteur de déchets arrive ensuite avec trois isolats, suivi des chariots de préparation de médicaments, de l’air des salles de patients, des murs et des poignées de porte, qui comptent chacun deux isolats. Enfin, les lits de patients et les tables de chevet présentent le site le moins contaminé, avec un seul isolat identifié.

La figure 14 montre aussi qu'*Aspergillus niger* est l'espèce la plus fréquemment isolée dans ce service, avec un total de neuf isolats. Elle est majoritairement retrouvée au niveau des chariots de préparation de médicaments, du climatiseur, des fenêtres, avec deux isolats identifiés sur chacun de ces sites. Elle est également présente, de façon moins marquée, dans les points d'eau, air des salles de patients et les tables de chevet, avec un isolat identifié sur chacun de ces sites.

3.2 Répartition au sein du service d'Hématologie Médicale

Dans le service d'hématologie médicale, 48 échantillons ont été prélevés par différentes méthodes sur 10 sites distincts. Sur l'ensemble des échantillons, 31 se sont avérés positifs. Comme l'indique la figure 15, les lits des patients constituent le site le plus contaminé, avec sept isolats fongiques, suivis de l'air des salles de patients et des tables de chevet, qui enregistrent chacune cinq isolats. Les points d'eau et les poignées de porte occupent la troisième position avec trois isolats chacun, suivi du climatiseur, des fenêtres, des interrupteurs, des paillasses de préparation, qui comptent chacun deux isolats. En dernier lieu, les chariots de préparation des médicaments affichent le plus faible niveau de contamination, avec un seul isolat identifié.

La figure 15 montre également qu'*Aspergillus niger* est l'espèce la plus fréquemment isolée dans ce service, avec un total de 12 isolats. Elle a été principalement retrouvés dans l'air des salles de patients et sur les tables de chevet, avec trois isolats ont été détectés sur chacun de ces sites. Une contamination faible, se limitant à un isolat par site, a également été observée au niveau des chariots et paillasses de préparation des médicaments, des points d'eau ainsi que du climatiseur.

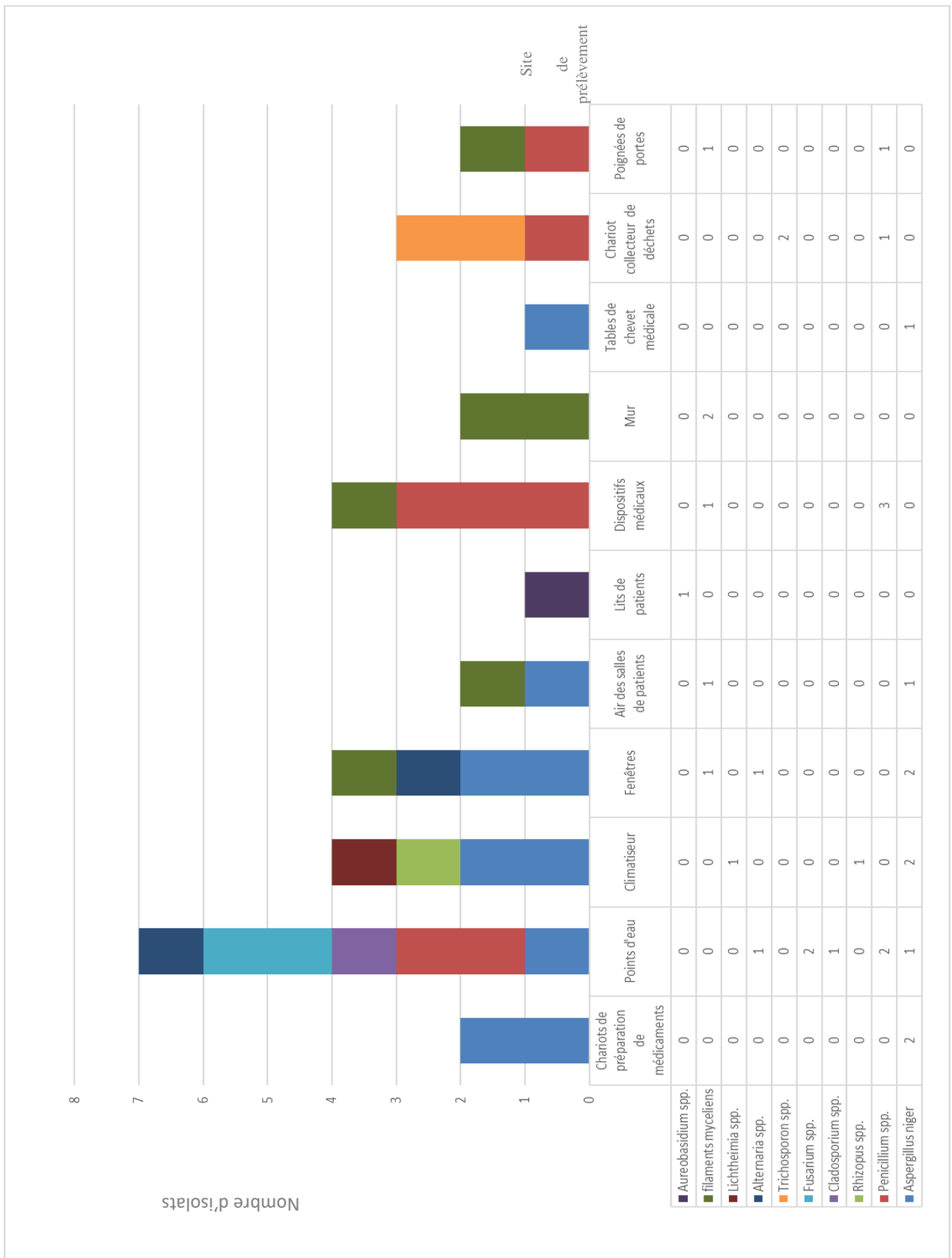


Figure 14 : Répartition des espèces fongiques selon le site de prélèvement en réanimation chirurgicale

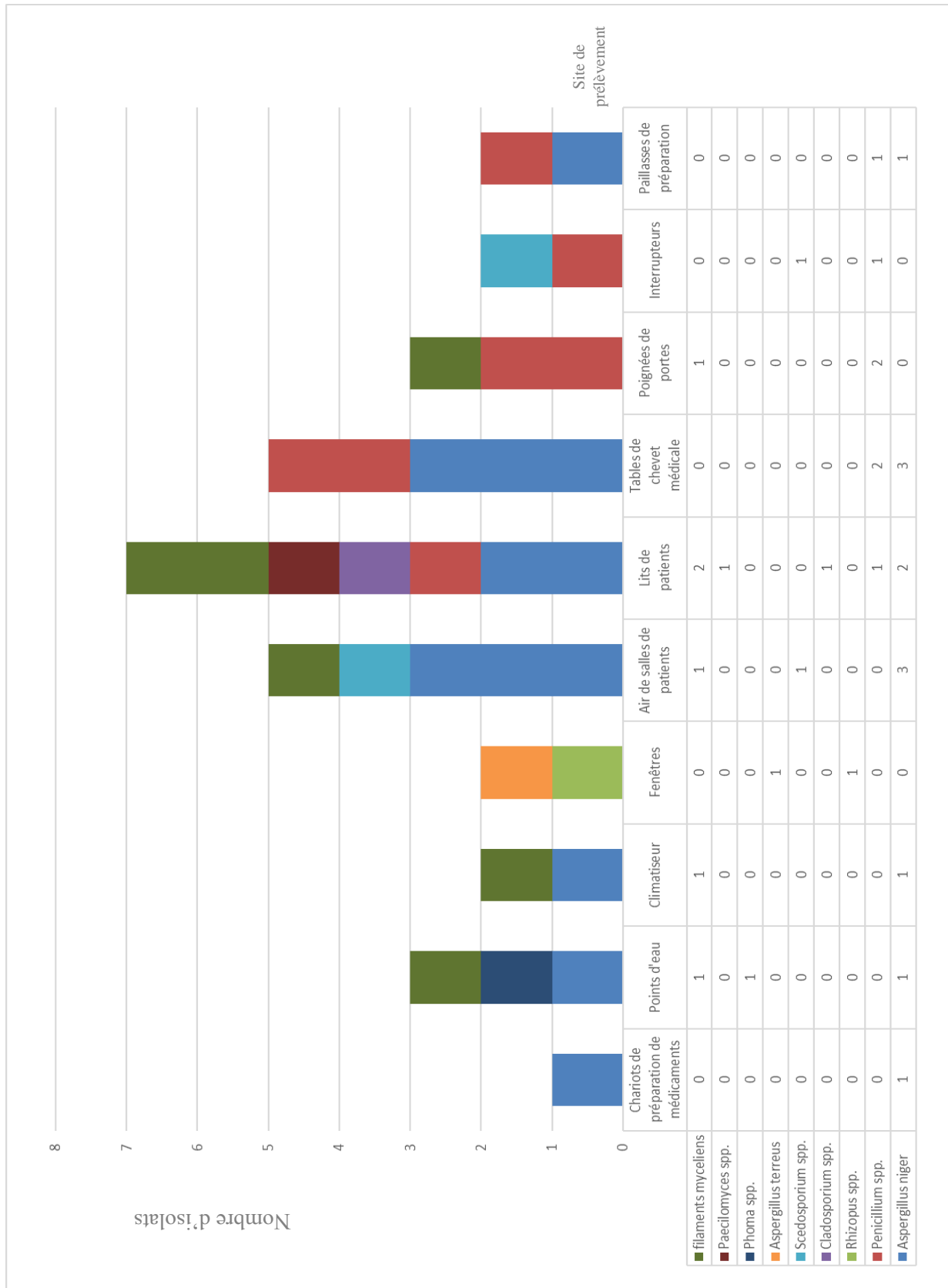


Figure 15 : Répartition des espèces fongiques selon le site de prélèvement en hématologie médicale

IV. DISSCUSSION

L'étude a été menée au sein des services de réanimation chirurgicale et d'hématologie du Centre Hospitalo-Universitaire de Tizi Ouzou, Algérie. La collecte des prélèvements s'est déroulée sur une période de 15 jours, suivie d'une étape d'identification mycologique conduite sur un mois et demi. Elle a impliqué l'analyse de 102 échantillons prélevés dans l'air ambiant par méthode de sédimentation passive, et sur les surfaces par deux méthodes complémentaires: plaque de contact et écouvillonnage. L'objectif principal était de déterminer la nature et la distribution de la flore fongique contaminante au sein des deux services concernés, afin d'évaluer le risque pour les patients et de comparer ces résultats avec ceux rapportés dans la littérature nationale et internationale.

Contraintes de l'étude

Notre travail présente certaines limites, tant avant qu'au cours de sa réalisation, qu'il convient de souligner.

Notre principal obstacle a été l'accès restreint aux matériels essentiels, en particulier le milieu de culture Sabouraud Chloramphénicol, dont la quantité disponible s'est avérée insuffisante pour réaliser un nombre important de prélèvements. Par ailleurs, le nombre limité d'autoclaves au sein du laboratoire de Parasitologie et Mycologie médicale ne permettait pas d'incuber un grand nombre d'échantillons. Cela justifie l'incubation de nos cultures uniquement à 25 °C, ce qui pourrait avoir limité notre capacité à détecter certaines moisissures exigeant d'autres températures de croissance. De plus, le manque de moyens modernes nous a empêché d'identifier précisément la nature des filaments mycéliens. La période d'étude relativement courte constitue une autre contrainte, ne permettant pas de prendre en compte les variations saisonnières et les conditions météorologiques, pourtant reconnues comme des facteurs influençant significativement la charge fongique environnementale. Enfin, notre incapacité à associer une méthode active d'échantillonnage de l'air (bio-collecteur) à notre méthode passive, pour des raisons financières, limite la précision des concentrations réelles en spores.

Malgré ces limites, la présente étude demeure la seule à l'échelle régionale (CHU de Tizi-Ouzou), à fournir un aperçu à la fois quantitatif et qualitatif de la contamination fongique de l'air et des surfaces, grâce à la combinaison de trois techniques d'échantillonnage à la fois de l'air et des surfaces : la boîte de sédimentation, la boîte de contact et l'écouvillonnage. Nos données exploratoires constituent ainsi une base solide pour la mise en place de protocoles de surveillance environnementale plus approfondis.

1. Analyse comparative des résultats globaux dans les deux services

L'analyse des prélèvements environnementaux réalisés dans les services de réanimation chirurgicale et d'hématologie du CHU de Tizi Ouzou a mis en évidence une contamination fongique notable de l'air ambiant et des surfaces inertes.

Sur un total de 102 échantillons analysés, répartis entre prélèvements d'air et de surfaces, 63 se sont révélés positifs, soit un taux de positivité global de 68,47 %, tandis que 39 échantillons étaient négatifs avec un taux s'élevant à 31,53 %.

En outre, 38,89 % des prélèvements aériens réalisés par sédimentation passive dans notre étude se sont avérés positifs. Cette proportion peut varier selon la technique utilisée. Il est également

démontré que le choix de la méthode d'échantillonnage de l'air constitue un paramètre méthodologique déterminant, influençant significativement les taux de positivité observés, comme l'a démontré l'étude de Rashmi M. Karigoudar et al. [31], qui compare deux approches : la méthode passive par sédimentation, avec un taux de positivité de 76,67 %, et la méthode active par aspiration mécanique, qui n'a permis de détecter que 23,33 % de cultures positives. Bien que la méthode passive soit plus sensible pour refléter la contamination fongique environnementale globale en capturant les spores qui se déposent naturellement par gravité, la norme ISO 14698-1 recommande l'aspiration mécanique comme référence lorsque l'objectif est d'estimer la concentration de particules viables inhalables, car elle fournit une estimation plus précise, reproductible et standardisée, essentielle pour l'évaluation du risque aéroporté pour les patients et le personnel hospitalier [32,33].

Il convient également de souligner que les techniques passives présentent des avantages pratiques, notamment leur simplicité de mise en œuvre, leur faible coût et leur accessibilité, ce qui justifie leur utilisation dans notre étude en tant qu'outil de surveillance environnementale adapté au contexte local.

Comparativement aux données rapportées dans la littérature, le taux de positivité de nos prélèvements aériens (38,89 %) demeure inférieur à ceux rapportés dans plusieurs hôpitaux à haut risque. Par exemple, Diop et al. (2022), au Sénégal, ont signalé un taux de positivité de 100 % [34], tandis que Matotou et al. (2021), au Burkina Faso, ont rapporté un taux de 86,10 % en appliquant une méthodologie similaire [35]. En Irak, une étude comparable menée en 2024 a également révélé un taux de positivité de 66,66 % dans l'air ambiant [36].

En complément des prélèvements aériens, une analyse des surfaces a également été réalisée afin d'évaluer le niveau de contamination fongique dans les services étudiés. Nos résultats montrent un taux de positivité de 66,7 %, ce qui dépasse les taux rapportés dans plusieurs études nationales et internationales. À titre d'exemple, Prigitano et al. (2022), en Italie, ont rapporté un taux de 12 % dans les unités de soins intensifs [19]. Jaouhar et al. (2020), au Maroc, ont observé un taux de 40 % [37], tandis que Merad et al. (2021), en Algérie, ont signalé un taux de 40 % dans le service de réanimation de l'hôpital de Sidi Bel Abbés [38]. Notre taux de 66,7 % se rapproche ainsi de celui enregistré par Jaouhar et al. (2021) au Maroc, qui s'élevait à 68 % [39]. Ces données suggèrent un niveau de contamination fongique élevé dans notre étude, comparable à celui observé dans les rapports les plus récents de la région du Maghreb.

À l'inverse, certaines études ont mis en évidence des taux de négativité plus élevés. C'est le cas notamment d'enquêtes menées dans des services à risque d'infections fongiques du CHU de Grenoble (2002) et dans un hôpital en Pologne (2004), où les proportions de cultures négatives atteignaient respectivement 72 % et 100 % [40,41].

Ces variations peuvent être partiellement attribuées aux différences de conditions climatiques, notamment en termes de température et d'humidité relative [12,13,15], et aux protocoles de nettoyage et des dispositifs de traitement de l'air mis en œuvre dans les différents services hospitaliers. Ces paramètres influencent directement la prolifération, la dispersion et la persistance des spores fongiques dans l'environnement hospitalier.

Par ailleurs, la mise en œuvre rigoureuse de procédures de nettoyage constitue une mesure préventive essentielle. Les travaux de Souza et al. au Brésil et de Prigitano et al. (2022) en Italie

ont montré une réduction significative de la contamination fongique des surfaces, passant respectivement de 55 % à 45 %, et de 18,2 % à 6 % après application des protocoles de nettoyage [17,19].

De manière similaire, l'efficacité des dispositifs de traitement de l'air dans la réduction de la contamination fongique a été démontrée. Selon Ketabi et al. (2022), l'installation d'une filtration HEPA a réduit les isolements d'*Aspergillus spp.* de 50 % à 10 % et ceux de *Penicillium spp.* de 23 % à 6 %, montrant ainsi un impact direct sur la charge aéroportée, soulignant son efficacité dans la maîtrise de la contamination fongique de l'air [42].

2. Analyse comparative des résultats obtenus selon les services (Hématologie Médicale et Réanimation Chirurgicale)

Dans la présente étude, le pourcentage de champignons présents dans l'air est respectivement de 50 % en service d'hématologie et de 25 % en service de réanimation.

Nos résultats suggèrent une contamination fongique aérienne plus élevée en hématologie qu'en réanimation, Cela peut être attribué à la circulation humaine plus élevée, impliquant à la fois les gardes malades et le personnel de la santé, favorisant ainsi la transmission de spores fongiques extérieures [2,11]. Nos résultats sont conformes à ceux de Gonçalves et al. (2018), réalisée au Brésil [43], où il a été rapporté que dans l'unité de soins intensifs, la charge fongique la plus élevée dans l'air intérieur a été enregistrée le soir avec un pourcentage de 90% en raison d'une forte activité humaine liée aux visites et aux colloques, tandis que le matin il était de 75%. Une autre étude de Napoli et al. (2012), menée en Italie [44], a évalué le nombre total de cellules viables (CTV) avant et pendant l'activité chirurgicale. L'échantillonnage passif a montré que la CTV était de 722,5 CFU/m³/h au repos et augmentait à 10496,5 CFU/m³/h en fonctionnement. Ces résultats ont montré une augmentation de la charge microbienne durant l'intervention, en raison de la dispersion microbienne inévitable liée à la présence et aux mouvements de personnels. Donc, plus la densité humaine en milieu hospitalier est élevée, plus la charge microbienne est importante [45].

Par ailleurs, la configuration architecturale des services, surtout en ce qui concerne les systèmes de ventilation et de climatisation, joue un rôle important dans la propagation des spores fongiques. Dans notre contexte, le service d'hématologie médicale repose sur un système de ventilation naturelle, avec des portes et fenêtres parfois laissées ouvertes par les patients et leurs accompagnants favorisant donc la transmission de certaines spores fongiques de l'extérieur à l'intérieur, ce qui va exacerber le risque de contamination aéroportée [46]. En revanche, le service de réanimation utilise également une ventilation naturelle, mais celle-ci est strictement contrôlée par le personnel médical : les fenêtres ne sont ouvertes que durant une période limitée, dans un objectif de renouvellement de l'air. De plus, les portes demeurent fermées au cours des visites, limitant fortement la pénétration de spores extérieures. Cela pourrait justifier le niveau de contamination fongique de l'air plus faible observé en réanimation chirurgicale par rapport au service d'hématologie médicale.

Les deux services sont équipés de systèmes de climatisation individuels ou locaux : des climatiseurs muraux en hématologie médicale et un seul climatiseur de type colonne (marque Midea) en réanimation. Ce type d'équipement assure un taux de ventilation nettement inférieur à celui des services bénéficiant d'une climatisation centralisée [47]. En conséquence, les patients hospitalisés dans ces environnements faiblement ventilés pourraient être exposés à un

risque accru d'infection. L'installation de systèmes de climatisation centralisée apparaît donc nécessaire. Elle permettrait non seulement d'assurer un confort thermique optimal pour les patients et le personnel, surtout pendant l'été, mais également de prévenir l'hyperthermie chez les patients gravement malades, en particulier lors des vagues de chaleur [47,48].

L'absence de système de filtration de l'air en réanimation chirurgicale ainsi qu'en hématologie médicale (à l'exception de l'unité d'autogreffe), principalement en raison du coût élevé d'installation et de maintenance, pourrait expliquer la contamination de l'air par les espèces fongiques figurant dans le tableau 4 et la figure 10. Même au Royaume-Uni, une étude a révélé que seuls un quart des 203 hôpitaux analysés disposaient d'installations d'isolement dans leurs services d'urgence, en grande partie pour des raisons budgétaires [49]. Ainsi, les services non équipés de filtres HEPA présentent des niveaux fongiques significativement plus élevés [50].

Par ailleurs, les filtres HEPA jouent un rôle essentiel dans la lutte contre la contamination fongique de l'air, en permettant de contrôler et de réduire les infections causées notamment par *Aspergillus* (grâce à l'élimination de la majorité des conidies présentes dans l'air ambiant) ainsi que par *Candida* [51].

Les études de Tong et al. (2017) [52] et de Gonçalves et al. (2018) [43] ont mis en évidence plusieurs facteurs déterminant la présence de champignons dans l'environnement hospitalier, tels que les activités de construction ou de rénovation en milieu hospitalier, reconnues comme un facteur majeur de contamination fongique de l'environnement intérieur, comme l'ont souligné d'autres études [53,54]. Toutefois, parmi tous ces facteurs, la circulation humaine constitue généralement la principale source de micro-organismes. Par conséquent, le service présentant l'activité humaine la plus élevée, c'est l'environnement le plus favorable à la croissance fongique [45].

Nos résultats montrent également que le pourcentage de champignons isolés sur les surfaces est de 68,42 % en service d'hématologie et de 65,2 % en service de réanimation. Bien que la contamination fongique soit légèrement plus élevée en hématologie, les deux services présentent un niveau de contamination relativement similaire. Ce taux pourrait s'expliquer par un nettoyage inadéquat, dû probablement à la réutilisation de chiffons ou à l'utilisation de solutions désinfectantes peu concentrées. Il convient également de souligner qu'en réanimation chirurgicale, l'absence de dispositifs d'évacuation d'eau constitue un facteur majeur de contamination, en rendant les opérations de nettoyage particulièrement difficiles à réaliser. En effet, cette lacune oblige actuellement le personnel d'entretien à retirer manuellement l'eau à l'aide de chiffons, une méthode laborieuse, chronophage et non conforme aux bonnes pratiques d'hygiène hospitalière.

Comme l'ont souligné Vikke et Giebner, (2016) [55], un nettoyage mal effectué ne permet pas une élimination efficace des micro-organismes. Les résultats de la présente étude soulignent donc la nécessité d'améliorer les procédures et les technologies d'hygiène dans certains services hospitaliers, mais aussi d'insister sur la formation continue du personnel d'entretien, en renforçant leurs connaissances sur les risques de transmission croisée, le respect des bonnes pratiques d'hygiène, ainsi que l'utilisation correcte des produits désinfectants, afin d'assurer une désinfection efficace et durable des surfaces hospitalières.

3. Analyse comparative des sites de prélèvement fongique en milieu hospitalier (Réanimation Chirurgicale et Hématologie Médicale)

Dans le service de réanimation chirurgicale, l'analyse des sites de prélèvement révèle une contamination fongique marquée au niveau des points d'eau (sept isolats), qui s'avèrent être les zones les plus affectées, suivies des fenêtres, du climatiseur et des dispositifs médicaux (quatre isolats pour chacun). Cette distribution des isolats est en accord avec les données publiées par Matotou *et al.* (2021) [35], qui ont également observé une contamination fongique importante sur les points d'eau (tuyaux des climatiseurs) et certaines surfaces critiques comme les paillasses et les poignées de porte.

Les résultats obtenus concernant les dispositifs médicaux sont aussi comparables par les observations de Prigitano *et al.* (2022) [19], qui ont identifié des concentrations élevées de moisissures filamenteuses, sur les tables de soins et les dispositifs médicaux (les pompes à perfusion).

Contrairement aux résultats rapportés par Jaouhar *et al.* (2020) [37], qui ont identifié les lits et les tables de chevet comme étant parmi les surfaces les plus contaminées, notre étude n'a révélé qu'un seul isolat fongique sur chacune de ces deux surfaces. Cette faible contamination pourrait refléter l'efficacité des protocoles d'hygiène appliqués dans le service de réanimation chirurgicale, en particulier sur les zones fréquemment en contact avec les patients.

En ce qui concerne le service d'hématologie, les résultats montrent une situation légèrement différente : les lits de patients représentent le site le plus souvent contaminé (sept isolats), suivis de l'air ambiant des chambres et des tables de chevet (cinq isolats). Cette forte contamination de l'air est en cohérence avec l'étude de Souza *et al.* (2019) [17], qui a signalé une prévalence élevée de spores fongiques dans l'air des unités de soins intensifs, en particulier *Aspergillus*. Toutefois, la fréquence élevée de contamination observée au niveau des lits dans notre étude est cohérente avec les résultats de Jaouhar *et al.* (2021)[39], qui identifient également ces surfaces comme des vecteurs fréquents de biocontamination en milieu hospitalier contrôlé. Cette situation pourrait s'expliquer par la configuration structurelle des chambres, souvent étroites et organisées en box, ce qui limite la circulation de l'air et favorise la proximité entre les personnes et les équipements. Par ailleurs, la présence fréquente d'accompagnants accroît le niveau d'exposition des surfaces autour du lit, augmentant ainsi le risque de contamination croisée.

Par ailleurs, la présence notable d'*Aspergillus niger* comme espèce dominante dans les deux services étudiés rejoint les conclusions de plusieurs enquêtes hospitalières, notamment celles menées par García-Gutiérrez *et al.* (2024) [2] et Prigitano *et al.* (2022) [19], qui soulignent la prévalence de cette espèce dans les environnements hospitaliers, en particulier dans les zones dans lesquelles l'humidité ou la ventilation jouent un rôle central.

Ainsi, l'ensemble de ces résultats confirme que certains sites, particulièrement les points d'eau, les climatiseurs, les surfaces proches des patients, ainsi que l'air ambiant, représentent des cibles prioritaires pour la surveillance et la prévention des contaminations fongiques en milieu hospitalier .

4. Les implications cliniques des espèces fongiques isolées

Dans la présente étude, les résultats globaux montrent la présence des différentes espèces dans les deux services qui sont : *Aspergillus niger* 20,59 %, *Penicillium spp.* 13,73 %, *Scedosporium spp.* 1,96 %, *Rhizopus spp.* 1,96 %, *Cladosporium spp.* 1,96 %, *Fusarium spp.* 1,96 %, *Trichosporon spp.* 1,96 %, *Alternaria spp.* 1,96 %, *Lichtheimia spp.* 0,98%, *Aureobasidium spp.* 0,98%, *Aspergillus terreus* 0,98%, *Phoma spp.* 0,98% et *Paecilomyces spp.* 0,98%.

Les résultats de notre étude révèlent qu'*Aspergillus niger* a été l'espèce la plus fréquemment isolée, tant dans l'air que sur les surfaces, avec une prédominance marquée dans les deux services : il a été détecté dans un échantillon sur huit (1/8) en réanimation et dans quatre sur 10 (4/10) en hématologie. Cette répartition en fait l'agent fongique le plus représentatif de la contamination environnementale dans ces unités à haut risque. Cette espèce, bien qu'elle soit moins souvent l'agent principal d'aspergillose invasive que *A. fumigatus* qui est absent dans les services concernés par notre étude, reste pathogène chez les hôtes à risque comme les sujets immunodéprimés [15]. Il est impliqué dans les divers problèmes respiratoires [56], notamment des réactions allergiques, des exacerbations de l'asthme et l'aspergillose broncho-pulmonaire allergique (ABPA) pour les personnes immunodéprimées [5], et aussi les otomycoses, aspergillomes (patients non immunodéprimés) [29] et rarement dans les aspergilloses invasives [15,29]. Ce résultat est comparable à celui rapporté dans l'étude réalisée à Sidi Bel Abbès en 2017 (25 %) [38]. Cette correspondance peut s'expliquer par la faible taille des spores d'*Aspergillus*, qui facilite leur dispersion prolongée dans l'air, un facteur clé dans leur persistance environnementale et leur potentiel de transmission aux patients [36].

Les espèces de *Penicillium* sont arrivées en deuxième position en termes de nombre d'espèces isolées dans les prélèvements des surfaces avec une fréquence de huit isolats sur 46 (8/46) en service de réanimation et sept isolats sur 38 (7/38) en hématologie. Cliniquement, les *Penicillium* sont peu virulents et responsables d'infections opportunistes rares. Cependant, ils peuvent être allergènes et producteurs de mycotoxines [29]. Des résultats similaires ont été rapportés précédemment par Sepahvand et al.(2013) (29,14 %)[57].

De même, nous avons isolé des *Scedosporium spp.* dans le service d'hématologie (air : 1/18, surface :1/38). C'est un genre inhabituel en environnement hospitalier, mais documenté comme agent de rares foyers nosocomiaux, il est de plus en plus reconnu comme agent d'infections graves résistantes, essentiellement chez les immunodéprimés. Ces champignons peuvent coloniser les voies respiratoires (sinus, poumons) avant d'envahir ou de se disséminer, ils causent des infections cutanées, pulmonaires, articulaires, voire cérébrales et cardiovasculaires, particulièrement chez les patients neutropéniques ou greffés [29].

Parmi les genres fongiques retrouvés simultanément dans les deux services, *Rhizopus spp.* et *Cladosporium spp.* ont chacun été isolés à une seule reprise, aussi bien en réanimation (1/46) qu'en hématologie (1/38) occupent une place notable. *Rhizopus spp.*, principal représentant des Mucorales, est une cause bien établie de mucormycose invasive, notamment chez les patients diabétiques, neutropéniques ou transplantés [29]. Son isolement à partir des surfaces hospitalières corrobore les observations de Biswal et al. (2022) [58], qui ont rapporté une contamination fréquente des grilles d'aération et du linge par ce genre dans les hôpitaux indiens lors de l'épidémie de mucormycose post-COVID-19 [58]. La présence de *Rhizopus* sur les surfaces implique un risque de transfert indirect via le contact avec du matériel contaminé ou

des mains souillées, ce qui justifie un nettoyage renforcé des zones critiques et des textiles hospitaliers [59,58].

Cladosporium spp., également retrouvé dans les deux services, est considéré comme un contaminant aéroporté courant, mais sa détection sur les surfaces mérite attention. Ce genre est rarement responsable d'infections invasives, mais il est associé à des allergies respiratoires et des phénomènes d'hypersensibilité, notamment dans les environnements clos [60]. Sa prolifération peut témoigner d'une humidité excessive ou d'un défaut de ventilation, éléments connus pour favoriser sa persistance sur les structures en plastique ou en silicone [60].

En ce qui concerne les prélèvements de réanimation, des genres tels que *Fusarium spp.*, *Trichosporon spp.* et *Alternaria spp.* ont été isolés avec une fréquence comparable, chacun étant identifié dans deux échantillons sur 46 (2/46), tandis que *Lichtheimia spp.* et *Aureobasidium spp.* n'ont été retrouvés qu'une seule fois (1/46). *Fusarium spp.* est particulièrement préoccupant en raison de son tropisme cutané et oculaire, ainsi que de sa capacité à former des biofilms résistants sur les dispositifs médicaux et dans les conduites d'eau [61]. Son isolement de surfaces suggère une contamination environnementale pouvant constituer un réservoir infectieux, en particulier dans les zones humides (lavabos, douches, siphons). *Alternaria spp.*, bien que principalement connu comme allergène extérieur, a également été impliqué dans des cas d'onychomycoses et de sinusites chez les patients immunodéprimés, avec une prédilection pour les surfaces poussiéreuses [60].

Trichosporon spp., levure opportuniste, représente un agent rare, mais redoutable d'infections systémiques chez les hémopathies, notamment à *T. asahii*. Sa détection en réanimation, même à faible fréquence, souligne l'importance d'un environnement rigoureusement contrôlé, car cette levure peut coloniser les sols et les équipements en plastique [61]. En revanche, *Candida spp.* n'a pas été isolé dans notre étude, ce qui pourrait témoigner d'une hygiène satisfaisante au sein des services évalués. *Lichtheimia spp.*, anciennement classé dans le genre *Absidia*, est l'un des Mucorales responsables de mucormycoses cutanées et pulmonaires fulminantes, avec des cas d'infections hospitalières attribués à la contamination du linge ou des gaz anesthésiques [59,58]. *Aureobasidium spp.*, champignon noir fréquent sur les surfaces humides, a été rapporté comme agent d'infections opportunistes (kératites, infections cutanées) dans des cas isolés, particulièrement chez les patients affaiblis ou porteurs de cathéters [61].

Dans les échantillons de surface de l'unité d'hématologie, *Scedosporium spp.*, *Aspergillus terreus*, *Phoma spp.* et *Paecilomyces spp.* ont été identifiés. *Scedosporium spp.*, en particulier *S. apiospermum*, est un pathogène émergent dont les spores résistent à de nombreux antifongiques, et qui peut provoquer des infections cérébrales, pulmonaires ou cutanées graves chez les hôtes immunodéprimés [61]. Sa présence sur les surfaces reflète un risque d'aérosolisation secondaire ou de contact direct. De même, *Aspergillus terreus* est connu pour son profil de résistance à l'amphotéricine B et ses infections souvent fatales en contexte d'hémopathies [59]. Son isolement dans l'environnement hospitalier doit alerter sur la nécessité d'un contrôle strict des systèmes de ventilation et de désinfection.

Phoma spp., peu étudié, a été impliqué dans de rares cas de kératites ou d'infections cutanées après traumatismes, tandis que *Paecilomyces spp.* (notamment *P. lilacinus*) est reconnu pour

sa capacité à coloniser les lentilles de contact, les cathéters et les solutions désinfectantes, et a été décrit dans plusieurs cas d'endophtalmie ou de péritonite péritonéale [61]. Leur détection dans l'unité d'hématologie, où les patients présentent généralement une immunité sévèrement altérée, suggère un risque nosocomial non négligeable.

Des filaments mycéliens ont été mis en évidence lors de l'identification des cultures, leur identité reste indéterminée dans le cadre de notre étude et cela dû à un échappement aux méthodes d'identification de routine qu'on a utilisé dans la présente étude, ce qui prouve l'une des limites de cette dernière. La présence de filaments mycéliens a reflété la nécessité de recourir à des techniques d'identification moléculaire, telles que le séquençage de régions spécifiques de l'ADN.

V. CONCLUSION

L'objectif de notre étude était de déterminer la flore fongique présente dans l'air ambiant et sur les surfaces des services de réanimation chirurgicale et d'hématologie médicale du CHU de Tizi-Ouzou, à travers des méthodes normalisées d'échantillonnage et d'analyse mycologique.

Nos résultats ont mis en évidence un taux de contamination fongique global de 61,76 %, avec une prévalence légèrement plus élevée en hématologie médicale (64,58 %) qu'en réanimation chirurgicale (59,25 %). L'analyse des prélèvements a montré que les surfaces étaient davantage contaminées que l'air ambiant, et que l'espèce *Aspergillus niger* était la plus fréquemment isolée, représentant 20,59 % des isolats totaux, suivie par *Penicillium spp.* (13,73 %). Certaines zones critiques comme les points d'eau, les dispositifs médicaux et les tables de chevet se sont révélées particulièrement propices à la prolifération fongique.

Ces résultats soulignent l'importance de renforcer les mesures de contrôle environnemental, notamment l'installation de systèmes de filtration de l'air, le contrôle de l'humidité, ainsi que l'application rigoureuse des protocoles de nettoyage et de désinfection, en particulier dans les zones accueillant des patients immunodéprimés. L'intégration de la surveillance fongique dans les programmes du comité de lutte contre les infections nosocomiales CLIN constitue également une priorité afin de limiter le risque d'infections nosocomiales d'origine fongique.

Recommandations

Pour renforcer la prévention des infections fongiques nosocomiales dans les unités de soins intensifs, nous recommandons les mesures suivantes :

A. Dans les deux services (Hématologie Médicale et Réanimation Chirurgicale)

Installation de systèmes de traitement de l'air, incluant des filtres HEPA (High-Efficiency Particulate Air) pour piéger les spores fongiques.

Contrôle strict de l'humidité, en intégrant des hygromètres numériques, afin de limiter les conditions favorables à la croissance fongique.

Utilisation de désinfectants efficaces contre les champignons et leurs spores, notamment l'hypochlorite à 1 %, qui s'est montré plus performant que l'éthanol à 70 % pour l'élimination des champignons notamment sur les lits de patients.

Formation continue du personnel d'entretien sur les bonnes pratiques de nettoyage et de désinfection en contexte fongique.

B. Dans le service d'Hématologie Médicale

Gestion rigoureuse de l'ouverture des portes et des fenêtres, afin de limiter l'introduction de contaminants extérieurs tout en assurant une aération maîtrisée conforme aux normes de ventilation hospitalière.

Limitation du nombre de visiteurs et mise à disposition de solutions hydroalcooliques à l'entrée pour l'hygiène des mains.

C. Dans le service de Réanimation Chirurgicale

Mise en place d'un système d'évacuation des eaux usées dans l'ensemble du service de réanimation chirurgicale, afin de faciliter les procédures de nettoyage.

REMERCIEMENTS

Nous tenons à exprimer notre sincère gratitude au Professeur MAMOU Marzouk, Chef du Département de Pharmacie de la Faculté de Médecine de Tizi-Ouzou, pour son engagement et son appui constant ayant contribué à la bonne réalisation de ce travail.

Nous remercions également Professeur BENHOUCINE Yacine, Chef du Service de Réanimation Chirurgicale, et Professeur ALLOUDA Malika, Chef du Service d'Hématologie, ainsi que l'ensemble de leurs équipes respectives, pour leur accueil, leur disponibilité et leur précieuse collaboration ayant contribué à la réalisation de cette étude.

Nos remerciements s'adressent également à l'équipe du laboratoire de Parasitologie et Mycologie de CHU de Tizi-Ouzou, ainsi qu'à celle du laboratoire de Parasitologie de la Faculté de Médecine de Tizi-Ouzou, pour leur assistance technique et leur soutien tout au long de cette étude

VI. RÉFÉRENCES

- 1- Sarkar K, Mullan S. Fungal profile of clinical specimens from a tertiary care hospital – a retrospective study. *Glob J Res Anal*. 2024 Jun;13(6):40–2.
- 2- García-Gutiérrez L, Baena Rojas B, Ruiz M, Hernández Egido S, Ruiz-Gaitán AC, Laiz L, Pemán J, Cuétara-García MS, Mellado E, Martín-Sánchez PM. Fungal burden assessment in hospital zones with different protection degrees. *Build Environ*. 2025;269:112454.
- 3- Amazian K, Rossello J, Castella A, et al. Prevalence of nosocomial infections in 27 hospitals in the Mediterranean region. *East Mediterr Health J*. 2010;16(10):1070–8.
- 4- World Health Organization. WHO Guidelines on Hand Hygiene in Health Care: A Summary. First Global Patient Safety Challenge “Clean Care Is Safer Care.” Geneva: World Health Organization; 2019 [cited 2025 Jun 27].
- 5- Marques-do-Nascimento JP, Fatimah Ghazali S, Amran S, Mustakim M, Nazrina Camalxaman S, et al. Airborne fungi in indoor hospital environments. *Int J Curr Microbiol Appl Sci*. 2019;8(1):2749–72
- 6- Belay MM, Ambelu A, Mekonen S, Karbana G, Yemane B. Investigating microbial contamination of indoor air, environmental surfaces, and medical equipment in a southwestern Ethiopia hospital. *Environ Health Insights*. 2024 Jul 24;18:11786302241266052. doi:10.1177/11786302241266052
- 7- Stewart S, Robertson C, Pan J, Kennedy S, Haahr L, Manoukian S, Mason H, Kavanagh K, Graves N, Dancer SJ, Cook B, Reilly J. Impact of healthcare-associated infection on length of stay. *J Hosp Infect*. 2021 Aug;114:23–31. doi:10.1016/j.jhin.2021.02.026.
- 8- Blot S, Ruppé E, Harbarth S, Asehnoune K, Poulakou G, Luyt C-E, et al. Healthcare-associated infections in adult intensive care unit patients: changes in epidemiology, diagnosis, prevention and contributions of new technologies. *Intensive Crit Care Nurs*. 2022;70:103227. doi:10.1016/j.iccn.2022.103227
- 9- World Health Organization. Global report on infection prevention and control 2024. Geneva: World Health Organization; 2024 Nov 29. 210 p. ISBN: 978-92-4-010398-6
- 10- Aziz MH, Tjampakasari CR, Aditjaningsih D, Wahid M. Surveillance of fungal airborne contamination in hospital wards in Indonesia 2020–2021: impact of HEPA filters and occupancy. *Infect Epidemiol Microbiol*. 2024;10(1):43–50. doi:10.61186/iem.10.1.43.
- 11- Hughes KM, Price D, Torriero AA, Symonds MR, Suphioglu C. Impact des spores fongiques sur l'asthme : prévalence et hospitalisation. *Int J Mol Sci*. 2022 Apr 13;23(8):4313. doi:10.3390/ijms23084313
- 12- Cordeiro PAS, Siqueira GKR, da Silva WMT, Vieira PDS. Champignons anémophiles associés à l'environnement des infirmeries d'une unité hospitalière de Cabo de Santo Agostinho-PE, Brésil. *SaBios Rev Saúde Biol*. 2021;16:e021010. doi:10.54372/sb.2021.v16.2821
- 13- Youcef A, Mounia. Détermination de la flore fongique du service d'Oncologie Médicale de l'Hôpital de Didouche-Mourad [mémoire de magistère]. Constantine : Université Constantine 1, Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie ; 2018
- 14- Bassetti M, Giacobbe DR, Agvald-Ohman C, Akova M, Alastruey-Izquierdo A, Arıkan-Akdağlı S, et al. Invasive fungal diseases in adult patients in intensive care unit (FUNDICU): 2024 consensus definitions from ESGCIP, EFISG, ESICM, ECMM, MSGERC, ISAC, and ISHAM. *Intensive Care Med*. 2024;50(4):502–15

- 15- Nascimento JPM, López AMQ, Araújo MA, Araujo LA, Silva Filho EA. Airborne fungi in indoor hospital environments. *Int J Curr Microbiol Appl Sci.* 2019;8(1):2749–72. doi:10.20546/ijcmas.2019.801.291.
- 16- Peláez T, Muñoz P, Guinea J, Valerio M, Giannella M, Klaassen CHW, et al. Epidémie d'aspergillose invasive après une chirurgie cardiaque majeure causée par des spores dans l'air de l'unité de soins intensifs. *Clin Infect Dis.* 2012;54(3):e24–31. doi:10.1093/cid/cir808.
- 17- Souza AKP, Nascimento JPM, Araújo MAS, Pedrosa KPS, Tenorio BM, Pires LLS, et al. Airborne fungi in neonatal intensive care unit of a public hospital in Brazil. *Int J Curr Microbiol Appl Sci.* 2019;8(12):1210–19. doi:10.20546/ijcmas.2019.812.149.
- 18- Guerbas C, Belahouer M, Turki R. Contamination fongique et bactérienne notées dans les services de réanimation et de chirurgie de l'EHS de la Pédiatrie, Mansourah, Constantine. [Mémoire de Master]. Université des Frères Mentouri Constantine; 2020
- 19- Prigitano A, Perrone PM, Esposito MC, Carnevali D, et al. ICU environmental surfaces are a reservoir of fungi: species distribution in northern Italy. *J Hosp Infect.* 2022;123:74–79. doi:10.1016/j.jhin.2022.02.006.
- 20- Association Française de Normalisation (AFNOR). NF S90-351:2013. Établissements de santé – Salles propres et environnements maîtrisés apparentés – Exigences relatives à la maîtrise de la contamination aéroportée. La Plaine Saint-Denis: AFNOR; 2013.
- 21- ISO 18593:2018. Microbiology of the food chain – Horizontal method for surface sampling. Geneva: International Organization for Standardization; 2018.
- 22- International Organization for Standardization. ISO 21527: Microbiology of food and animal feeding stuffs – Horizontal method for the enumeration of yeasts and moulds – Parts 1 and 2. Geneva: ISO; 2008.
- 23- International Organization for Standardization. ISO 11133:2014. Microbiology of food, animal feed and water – Preparation, production, storage and performance testing of culture media. Geneva: ISO; 2014.
- 24- International Organization for Standardization. ISO 17141:2020. Microbiology of the food chain – Enumeration of aerobic mesophilic bacteria – Colony-count technique at 30 °C. Geneva: ISO; 2020.
- 25- International Organization for Standardization. ISO 7218:2007. Microbiology of food and animal feeding stuffs – General requirements and guidance for microbiological examinations. Geneva: ISO; 2007.
- 26- Walsh TJ, Hayden RT, Larone DH. Larone's Medically Important Fungi: A Guide to Identification. 6e éd. Washington, DC: ASM Press; 2018.
- 27- Tahir A, Teggour DS, Mederbel R, Seklaoui N. Les onychomycoses diagnostiquées au laboratoire de parasitologie – mycologie du CHU de Tizi-Ouzou. Tizi-Ouzou (Algérie) : Université Mouloud Mammeri; 2024. Mémoire de doctorat en pharmacie.
- 28- ANOFEL. Parasitoses et mycoses des régions tempérées et tropicales. 7e éd. Paris: Elsevier Masson; 2022.
- 29- Chabasse D, Bouchara J-P, de Gentile L, Brun S, Cimon B, Penn P. Les moisissures d'intérêt médical. *Bioforma.* 2002;(25):1–157.
- 30- Delhaes L, Houzé S, coord. ANOFEL, Parasitologie et mycologie médicales: guide des analyses et des pratiques diagnostiques. Paris: Elsevier Masson; 2022.

- 31- Karigoudar RM, Wavare SM, Kakhandki L, Bagali S, Kumar IH. Comparison of active and passive methods of air sampling to evaluate the microbial contamination of air in operation theaters. *J Pure Appl Microbiol.* 2020;14(4):2691–7. doi:10.22207/JPAM.14.4.47.
- 32- Karigoudar RM, Shettar GR, Biradar SR et al. Comparative evaluation of active and passive air sampling methods for fungal spores in hospital environments. *Réf. à compléter.*
- 33- ISO 14698-1. Cleanrooms and associated controlled environments – Biocontamination control. 2003.
- 34- Diop A, Diongue K, Ndiaye M et al. Qualitative study of the environmental fungal flora present in wards at risk of nosocomial infections at the Hospital de la Paix in Ziguinchor (Senegal). *HEGEL.* 2022;1(1):27–33. doi:10.3917/heg.121.0027.
- 35- Matotou HRS, Sangaré I, Bisseye C, Bouyou Akotet MK, Bamba S. Biodiversité de la flore fongique isolée au service de réanimation du Centre Hospitalo-Universitaire Souro Sanou de Bobo-Dioulasso, Burkina Faso. *Pan Afr Med J.* 2021;38:299. doi:10.11604/pamj.2021.38.299.
- 36- Obaid WA. Assessment of air quality containing fungi in Al-Nu'man Teaching Hospital. *J Biotechnol Res Center.* 2024;18(1):706. doi:10.24126/jobrc.2024.18.1.706
- 37- Jaouhar S, El Ouali Lalami A, Ouarrak K et al. Infectious Risk of the Hospital Environment in the Center of Morocco: A Case of Care Unit Surfaces. *Scientifica (Cairo).* 2020;2020:1318480. doi:10.1155/2020/1318480.
- 38- Merad Y, Ghomari W, Benatta M, Adjmi-Hamoudi H. Punctual fungal monitoring of environment surfaces in an intensive care unit. *J Curr Med Res Opin.* 2018;1(05):19–22. doi:10.15520/jcmro.v1i05.58.
- 39- Jaouhar S, El Ouali Lalami A, Ouarrak K et al. Bio-contamination of surfaces and medical devices in controlled environment areas at a hospital in Morocco. *E3S Web Conf.* 2021;319:01080. doi:10.1051/e3sconf/202131901080.
- 40- Faure O, Fricker-Hidalgo H, Lebeau B, Mallaret MR, Ambroise-Thomas P, Grillot R. Eight-year surveillance of environmental fungal contamination in hospital operating rooms and haematological units. *J Hosp Infect.* 2002;50(2):155–60. doi:10.1053/jhin.2001.1124
- 41- Krajewska K, Krajewska-Kulak E, Lukaszuk C, Rolka H, Lach J, Karczewski J. [Occurrence of fungal pathogens in the delivery rooms of a hospital obstetrics department]. *Ginekol Pol.* 2004;75(6):451–6. Polish. PMID:15518351.
- 42- Ketabi D, Smith J, Patel R et al. Impact of high-efficiency air filtration on airborne fungal concentrations in a tertiary-care hospital. *Réf. interne.*
- 43- Gonçalves CL, Mota FV, Ferreira GF, Mendes JF, Pereira EC, Freitas CH, Vieira JN, Villarreal JP, Nascente PS. Airborne fungi in an intensive care unit. *Braz J Biol.* 2018;78(2):265–270. doi:10.1590/1519-6984.06016
- 44- Napoli C, Marcotrigiano V, Montagna MT. Air sampling procedures to evaluate microbial contamination: a comparison between active and passive methods in operating theatres. *BMC Public Health.* 2012;12:594. doi:10.1186/1471-2458-12-594.
- 45- Okten S, Asan A. Airborne fungi and bacteria in indoor and outdoor environment of the pediatric unit of Edirne government hospital. *Environ Monit Assess.* 2012 Mar 1;184(3):1739–51.

- 46- Rostami N, Alidadi H, Zarrinfar H, Ketabi D, Tabesh H. Interventional effect of nanosilver paint on fungal load of indoor air in a hospital ward. *Journal canadien des maladies infectieuses et de la microbiologie médicale*. (2021) 20 décembre; 2021.
- 47- Wu HT, Li QS, Dai RC, Liu S, Wu L, Mao W, et al. Effects of air-conditioning systems in public areas of hospitals: a scoping review. *Epidemiol Infect*. 2021;149:e201. doi:10.1017/S0950268821001990.
- 48- Stephan F, et al. Effect of excessive environmental heat on core temperature in critically ill patients: an observational study during the 2003 European heat wave. *Br J Anaesth*. 2005;94(1):39–45.
- 49- Anathallee M, et al. Emergency departments in the United Kingdom are not prepared for emerging biological threats and bioterrorism. *J Infect*. 2007;54(1):12–7.
- 50- Aziz MH, Tjampakasari CR, Aditiansih D, Wahid M. Surveillance of fungal airborne contamination in hospital wards in Indonesia 2020–2021: impact of HEPA filters and occupancy. *Infect Epidemiol Microbiol*. 2024;10(1):43–50. doi:10.61186/iem.10.1.43.
- 51- Hahn T, Cummings KM, Michalek AM, Lipman BJ, Segal BH, McCarthy PL. Efficacy of high-efficiency particulate air filtration in preventing aspergillosis in immunocompromised patients with hematologic malignancies. *Infect Control Hosp Epidemiol*. 2002;23(9):525–31.
- 52 - Tong X, Xu H, Zou L, Cai M, Xu X, Zhao Z, Xiao F, Li Y. High diversity of airborne fungi in the hospital environment as revealed by meta-sequencing-based microbiome analysis. *Sci Rep*. 2017;7:39606. doi:10.1038/srep39606.
- 53- Cornet M, Levy V, Fleury L, Lortholary J, Barquins S, Coureul MH, et al. Efficacy of prevention by high-efficiency particulate air filtration or laminar airflow against *Aspergillus* airborne contamination during hospital renovation. *Infect Control Hosp Epidemiol*. 1999 Jul;20(7):508–13. doi:10.1086/501661. PMID: 10432165.
- 54 - Sautour M, Sixt N, Dalle F, L’ollivier C, Calinon C, Fourquenot V, et al. Prospective survey of indoor fungal contamination in hospital during a period of building construction. *J Hosp Infect*. 2007 Dec;67(4):367–73. doi:10.1016/j.jhin.2007.09.013. PMID: 18037534.
- 55- Vikke HS, Giebner M. POSAiDA: presence of *Staphylococcus aureus*/MRSA and *Enterococcus*/VRE in Danish ambulances. A cross-sectional study. *BMC Res Notes*. 2016;9:194. doi:10.1186/s13104-016-1982-x.
- 56- Hadhoum N. Synthèse de nouvelles molécules triazolées et évaluation de leur activité biologique [thèse de doctorat en sciences médicales]. Tizi Ouzou (Algérie) : Université Mouloud Mammeri de Tizi Ouzou, Faculté de Médecine ; 2021. 207 p.
- 57- Sepahvand A, Shams GM, Allameh A, Razzaghi AM. Diversity and distribution patterns of airborne microfungi in indoor and outdoor hospital environments in Khorramabad, Southwest Iran. *Jundishapur J Microbiol*. 2013;6(5):e4900.
- 58- Biswal M, Gupta P, Kanaujia R, et al. Evaluation of hospital environment for presence of Mucorales during COVID-19-associated mucormycosis outbreak in India – a multi-centre study. *J Hosp Infect*. 2022;122:173–179. doi:10.1016/j.jhin.2022.01.016.
- 59- Ghodsi S, Nikaeen M, Aboutalebian S, Mohammadi R, Mirhendi H. Prevalence of fungi and their antifungal and disinfectant resistance in hospital environments: insights into combating nosocomial mycoses. *Antimicrob Resist Infect Control*. 2025;14:37.

60- Belizario JA, Lopes LG, Pires RH. Fungi in the indoor air of critical hospital areas: a review. *Aerobiologia*. 2021;37:379–394. doi:10.1007/s10453-021-09706-7.

61- Douglas AP, Stewart AG, Halliday CL, Chen SCA. Outbreaks of Fungal Infections in Hospitals: Epidemiology, Detection, and Management. *J Fungi (Basel)*. 2023;9(11):1059. doi:10.3390/jof9111059