



Société française d'Hygiène Hospitalière



**Centre National de Référence
Mycoses Invasives et Antifongiques**



Société Française de Mycologie Médicale

**Avis relatif à la conduite à tenir devant un cas de colonisation ou
d'infection à *Candidozyma auris***

27/04/2026

Table des matières

Définitions	3
Situation épidémiologique en France et à l'international.....	3
Stratégie de dépistage	5
Indications du dépistage.....	5
Prélèvements cliniques.....	5
Culture mycologique.....	5
Recherche d'ADN par PCR	6
Notification des cas	8
Prévention de la transmission autour d'un cas.....	8
Précautions standard et complémentaires.....	8
Bionettoyage de l'environnement.....	9
Prélèvements d'environnement	10
Organisation des soins.....	10
Information du patient et éthique des soins	11
Outils informatiques	11
Mesures complémentaires selon la situation épidémiologique	12
Situation « Précautions complémentaires contact dès l'admission : découverte à l'admission ou patient déjà connu porteur ».....	12
Situation « Découverte fortuite d'un patient porteur de <i>C. auris</i> en cours d'hospitalisation »	12
Situation « Épidémie (au moins un cas secondaire) »	13
Synthèse des mesures de prévention de la transmission.....	15
Questions diverses	18
Quand et selon quels critères peut-on considérer qu'un patient est décolonisé ?.....	18
La chlorhexidine peut-elle être utilisée dans l'objectif de décoloniser un patient ?.....	18
Un dépistage des professionnels doit-il être envisagé dans certaines situations ?.....	18
Participants au groupe de travail	18
Groupe de relecture.....	18
Références	19

Abréviations

ARS : Agence régionale de santé	HAD : Hospitalisation à domicile
CDC : U.S. Centers for disease control and prevention	ITS : Internal transcribed spacers
CLIN : Comité de lutte contre les infections nosocomiales	MAJ : Mise à jour
CME : Commission médicale d'établissement	PCC : Précautions complémentaires contact
CNRMA : Centre national de référence des mycoses invasives et antifongiques	PCR : Polymerase chain reaction
CPias : Centre d'appui pour la Prévention des infections associées aux soins	PHA : Produits hydroalcooliques
EPRI : Equipe de prévention du risque infectieux	PS : Précautions standard
EUCAST : European Committee on Antimicrobial Susceptibility Testing	SNPs : Single Nucleotide Polymorphisms
FHA : Friction hydroalcoolique	SMR : Soins médicaux et de réadaptation
	SpF : Santé publique France
	USLD : Unités de soins de longue durée
	UU : Usage unique
	5FC : Flucytosine

Définitions

Cas certain : patient avec un prélèvement (dépistage ou diagnostique) dont la culture est positive.

Cas possible : patient avec au moins 2 prélèvements réalisés à des dates différentes dont les analyses en RT-PCR sont positives et les cultures mycologiques itératives négatives ou non disponibles.

Patient porteur : cas certain ou possible.

Patient contact : patient pris en soins par la même équipe paramédicale qu'un cas (certain ou possible) pendant au moins 24 heures ou patient ayant succédé à un cas dans une chambre non entretenue par un bionettoyage renforcé.

Le risque de devenir porteur pour un patient contact est différent selon que le cas index a été ou non identifié dès son arrivée à l'hôpital, et placé ou non en précautions complémentaires contact (PCC) en chambre individuelle. Ce risque est considéré comme :

- faible : lorsque les PCC sont mises en œuvre autour du cas dès son arrivée.
- moyen :
 - lorsque les PCC n'ont pas été mises en œuvre à l'arrivée du cas (découverte fortuite) ;
 - ou lorsque le patient contact a succédé à un cas dans une chambre non entretenue par un bionettoyage renforcé ou dans laquelle des prélèvements d'environnement sont positifs.
- élevé : patient contact dans un contexte épidémique (au moins un cas secondaire a été identifié).

Patient indemne : patient nouvellement admis dans un service et non exposé à un cas.

Épidémie : au moins un cas secondaire (certain ou possible) identifié parmi les patients contact.

Épidémie contrôlée : absence de nouveau cas (certain ou possible) identifié, lors des dépistages hebdomadaires, dans les 3 semaines suivant la découverte du dernier cas.

Situation épidémiologique en France et à l'international

Candidozyma auris (syn. *Candida auris*) est une levure ascomycète initialement décrite en 2009 au Japon (1) et identifiée de façon rétrospective pour la première fois en 1996, dans une hémoculture en Corée (2). Sa capacité d'adhérence sur divers supports (peau, verre, plastique), sous forme libre ou de biofilms, lui confère des capacités particulières de persistance (colonisation cutanée prolongée et contamination de l'environnement) qui facilitent sa transmission en contexte de soins (3). Au début des années 2010s, cette levure est devenue émergente, responsable d'épidémies dans de nombreux pays sur tous les continents (4). Le risque d'infection, chez un patient initialement simplement colonisé, est de l'ordre de 15% et dépend des facteurs de risque de celui-ci (5–7). Le taux de mortalité des candidémies à *C. auris* est estimé à 30% (4).

Plusieurs systèmes de surveillance ont été mis en place afin de suivre l'expansion de *C. auris* ; le CDC a déployé un réseau depuis le premier cas aux Etats-Unis d'Amérique (USA) en 2016 ([lien](#)) et l'ECDC a procédé de même en Europe en reprenant les données rétrospectives depuis 2013 ([lien](#)). Ces chiffres montrent une augmentation importante du nombre de cas de colonisation et d'infection notamment depuis 2021, avec plus de 6 000 infections rapportées aux USA en 2024 et plus de 1300 en Europe en 2023 (8). *Candidozyma auris* a également été intégré dans la première liste d'agents pathogènes fongiques prioritaires de l'Organisation Mondiale de la Santé en 2022 ([lien](#)).

En France, la première infection à *C. auris* date vraisemblablement de 2007, mais a été identifiée de façon rétrospective en 2021 (9). Depuis 2017, les cas d'infections et de colonisations sont répertoriés dans le cadre de la surveillance nationale par le Centre national de référence des mycoses invasives et antifongiques (CNRMA) ([lien](#)) et Santé publique France (SpF). Depuis 2019, leur nombre augmente, avec au 17/11/2025, 92 notifications, correspondant principalement à des colonisations (n=61, Figure 1), rapportées dans 34 hôpitaux différents de 22 départements dont un ultramarin (Figure 2 ; (10)). La majorité concerne des patients rapatriés sanitaires ou hospitalisés récemment à l'étranger (Figure 3).

Parmi les six clades géographiques décrits, la majorité des cas recensés en France appartient au I (Figure 4). Cependant, depuis 2020 plusieurs sont liés à des isolats du clade III, et depuis 2025

également à des isolats du clade IV. A partir de 2021, quatre clusters génétiques (Figure 5) ont été impliqués dans des épidémies au sein de quatre hôpitaux du territoire hexagonal (11,12). Le dernier épisode actuellement identifié appartient au clade III (cluster 4), et est responsable de nombreux cas secondaires à partir d'un premier importé.

Candidozyma auris se distingue par sa résistance aux antifongiques, aboutissant parfois à des impasses thérapeutiques (4). La sensibilité aux différents molécules est importante à déterminer, car le niveau de résistance est variable selon les clades et selon les souches (Figure 6) (4). Aux USA, la résistance aux échinocandines augmente (13). En France actuellement, aucun isolat identifié ne présente de perte de sensibilité *in vitro* aux échinocandines ou à l'amphotéricine B, mais la majorité est résistante au fluconazole et certains également à la flucytosine.

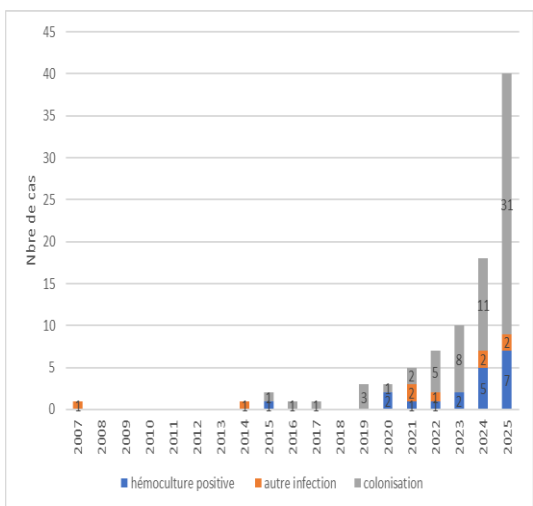


Figure 1 : Nombre de cas de colonisations et infections à *C. auris* déclarés en France (mise à jour (MAJ) 17/11/2025)

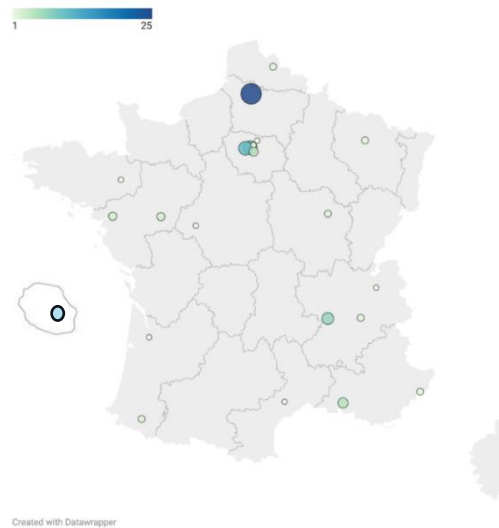


Figure 2 : Répartition des cas de colonisations et d'infections selon la ville d'hospitalisation du patient au moment du diagnostic (MAJ 17/11/2025)



Figure 3 : Pays d'importation des cas déclarés en France (MAJ 17/11/2025)

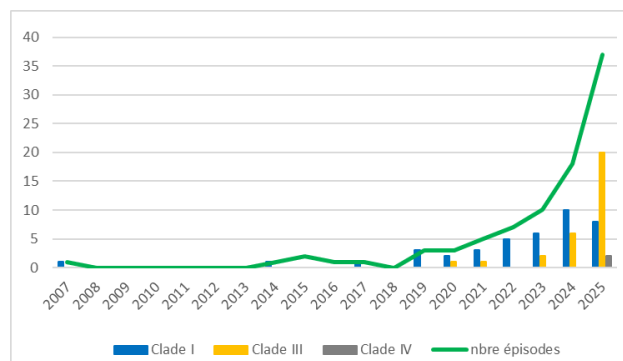


Figure 4 : Distribution des isolats reçus au CNRMA selon les clades géographiques et l'année de diagnostic (MAJ 17/11/2025)

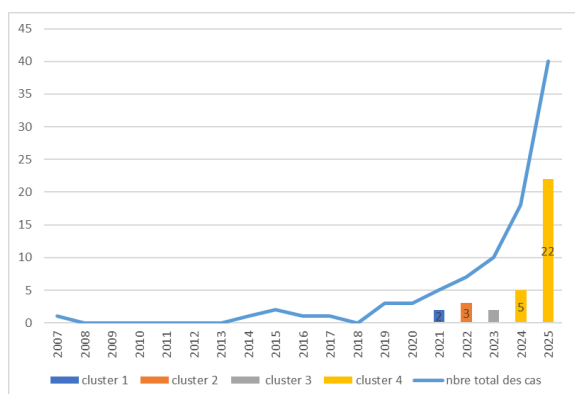


Figure 5 : Répartition des clusters épidémiques responsables de cas groupés selon les années (MAJ 17/11/2025)

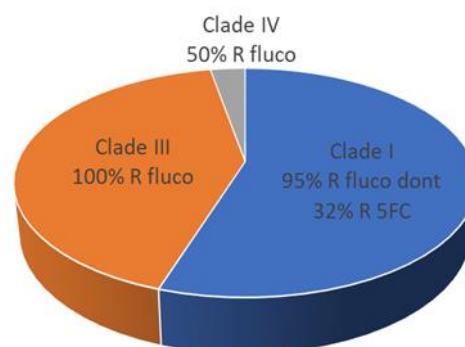


Figure 6 : Pourcentage de résistance au fluconazole et à la flucytosine (5FC) des isolats de *C. auris* testés en technique EUCAST au CNRMA selon les clades d'appartenance (R= résistant) (MAJ 17/11/2025)

Stratégie de dépistage

Indications du dépistage

Les indications du dépistage des patients à l'admission tiennent compte de la diffusion internationale de *C. auris*, de son identification avérée chez des patients rapatriés ou blessés de guerre, et des recommandations de plusieurs pays de dépister les patients hospitalisés à l'étranger (4,14–21).

À retenir Il est recommandé de repérer à l'admission et de dépister pour *C. auris*, tout patient :

- Ayant été hospitalisé à l'étranger au cours des 12 derniers mois, et/ou rapatrié sanitaire, et/ou ayant reçu des soins en zone de guerre ;
- Ayant un antécédent de colonisation (cas certain ou possible) ou d'infection à *C. auris* ;
- Etant contact à risque moyen ou élevé avec un porteur de *C. auris*.

Chez les patients-cibles ayant un dépistage initial négatif à l'admission, un second dépistage peut être réalisé selon l'évaluation du risque associé au type d'hospitalisation à l'étranger (hospitalisation prolongée, séjour en réanimation, exposition aux antibiotiques et/ou antifongiques, etc).

Prélèvements cliniques

Lors de la mise en place de la stratégie de dépistage au sein d'un établissement, il faut s'assurer que son laboratoire de mycologie ou de microbiologie est en mesure de détecter et identifier *C. auris* dans des délais compatibles avec une surveillance active (moins d'une semaine).

En pratique, il est recommandé de dépister, dès son admission, tout patient répondant à l'un des critères énoncés ci-dessus, avec un écouvillon floqué en milieu de transport : un premier écouvillonnage réalisé au niveau des deux creux axillaires et des deux plis inguinaux (20), et un second écouvillonnage distinct au niveau des deux narines (21,22) (Figures 7 et 8). L'ajout de ce dernier augmente à 80 % la sensibilité du dépistage (14,23).

Devant une suspicion d'infection, et/ou des résultats microbiologiques positifs antérieurs, et/ou de discordance entre la culture et la PCR, d'autres sites anatomiques peuvent être prélevés : bouche/gorge, mains, pieds, rectum, urines, voire sécrétions endotrachéales ou hémocultures...

Culture mycologique

La culture constitue l'examen de référence pour le dépistage et l'identification de *C. auris*.

Ensemencement

Chaque échantillon prélevé doit être ensemencé en quadrant sur une gélose chromogène pour cultures mycologiques, comme BBL CHROMagar Candida® (Becton-Dickinson, Rungis, France) ou Chromid CAN2® (bioMérieux, Marcy-l'Etoile, France) (24). Si l'échantillon biologique à ensemencer est de nature liquide, au moins 100 µL doivent être prélevés et ensemencés sur le milieu de culture.

Il est possible d'utiliser des milieux permettant une coloration distinctive des colonies de *C. auris* (21) tels que CHROMagar Candida Plus® (Becton-Dickinson, Rungis, France) ou HiCrome™ *C. auris*® (neoLAB, Heidelberg, Allemagne), qui offrent des spécificités proches de 100 % (25–27), bien que quelques espèces comme *C. parapsilosis* puissent avoir des colorations similaires à *C. auris* sur ce type de milieu. À noter que l'utilisation de géloses sélectives imprégnées de fluconazole n'est pas recommandée, puisque certains rares isolats de *C. auris* demeurent sensibles à cette molécule.

Après ensemencement, l'incubation doit être réalisée en étuve thermostatée à 37 ± 2 °C, les boîtes étant entourées de film paraffine afin de prévenir leur dessèchement (28). Si possible, une incubation à 40 °C est à privilégier en raison de son caractère sélectif. La majorité des cultures de *C. auris* devient positive en 48 à 72 heures. Toutefois, l'incubation des boîtes de culture restant stériles à cette échéance doit être prolongée pendant au moins 7 jours (voire jusqu'à 10 jours), en raison de la possibilité de pousses tardives, surtout en présence d'autres levures en culture.

Identification

La première observation des cultures est programmée dès 24-48H, ce qui permet le rendu d'un résultat partiel. Sur milieu chromogène standard tel que BBL CHROMagar Candida®, les colonies de *C. auris* apparaissent rosées à blanches (28), et sur Chromid CAN2® plutôt roses. Sur milieu chromogène spécifique CHROMagar Candida Plus®, elles présentent un halo bleu, tandis qu'elles sont bleu clair à turquoise sur HiCrome™ *C. auris*® (21,25–27). Certains isolats de *Candida parapsilosis* peuvent apparaître avec un halo bleu sur CHROMagar Candida Plus®, similaire à *C. auris*.

L'identification d'espèce doit être confirmée par spectrométrie de masse MALDI-TOF, en testant plusieurs colonies pour éviter d'omettre l'identification de *C. auris* lorsqu'il est minoritaire. Idéalement, la base de spectres MSI-2 ([lien](#)) doit être privilégiée, en raison de son association à la surveillance active assurée par INuSuAle, laboratoire associé au CNRMA. Cette option permet de suivre l'apparition des cas en temps réel (29). À noter cependant que les bases de données commerciales Bruker Biotyper® (Palaiseau, France) et bioMérieux Vitek® sont maintenant adaptées pour identifier *C. auris* avec fiabilité.

La confirmation d'espèce peut également s'opérer par méthode moléculaire *via* le séquençage des régions ITS (*internal transcribed spacers*) ou de la région D1/D2 de la grande sous-unité ribosomale (LSU). Dans ce cas, le recours aux bases de données moléculaires vérifiées, de type Institut Pasteur Fungibank ([lien](#)) ou Mycobank ([lien](#)), est encouragé.

A noter qu'il existe des solutions commerciales de tests syndromiques, par exemple des kits dédiés aux bactériémies, qui contiennent maintenant des amorces pour la détection spécifique de *C. auris*, mais leur usage reste réservé au diagnostic des infections invasives (candidémies) et non au *screening* du simple portage.

Recherche d'ADN par PCR

Des techniques de PCR en temps réel (RT-PCR), aussi bien « maison » que commerciales, peuvent être utilisées pour dépister *C. auris*, en complément de la culture (30). À ce jour, aucun kit commercial n'apparaît supérieur à un autre. Il existe également des méthodes rapides d'amplification en boucle, dites de PCR LAMP, qui permettent des tests au coup par coup, mais leur sensibilité demeure limitée (31).

L'accès systématique à la biologie moléculaire n'est pas possible dans toutes les unités de mycologie ou de microbiologie clinique. Il convient donc de distinguer deux situations :

- (i) Pour les établissements équipés, envisager la RT-PCR comme un outil de criblage à l'entrée, en complément de la culture mycologique, permettant un rendu des résultats plus rapide ;
- (ii) Pour les laboratoires qui ne peuvent y avoir accès, organiser son usage de façon externalisée (auprès de centres partenaires en mesure d'assumer une telle demande), uniquement dans les contextes épidémiques afin de dépister rapidement les cas secondaires.

Interprétation des résultats

Tout résultat de test RT-PCR positif doit être confirmé par la culture conventionnelle (Figures 7, 8).
 Devant une RT-PCR positive, si la culture des deux écouvillons recommandés pour le dépistage initial reste négative, il convient alors d'élargir les sites de prélèvements : écouvillon anorectal, écouvillon buccal, urines, écouvillons cutanés distaux (mains, pieds) ; et de renouveler au moins deux fois les échantillonnages axillaires/inguinaux et nasaux à une semaine d'intervalle.

- Si un seul test RT-PCR est positif, que les deux recherches ultérieures (RT-PCR et cultures) et le dépistage élargi restent négatifs, le cas est infirmé ;
- Si au moins 2 tests RT-PCR sont positifs, et que toutes les cultures mycologiques élargies restent négatives, le cas est possible ;
- Si au moins une des cultures est positive, quels que soient les résultats des RT-PCR associées, le cas est considéré comme certain.

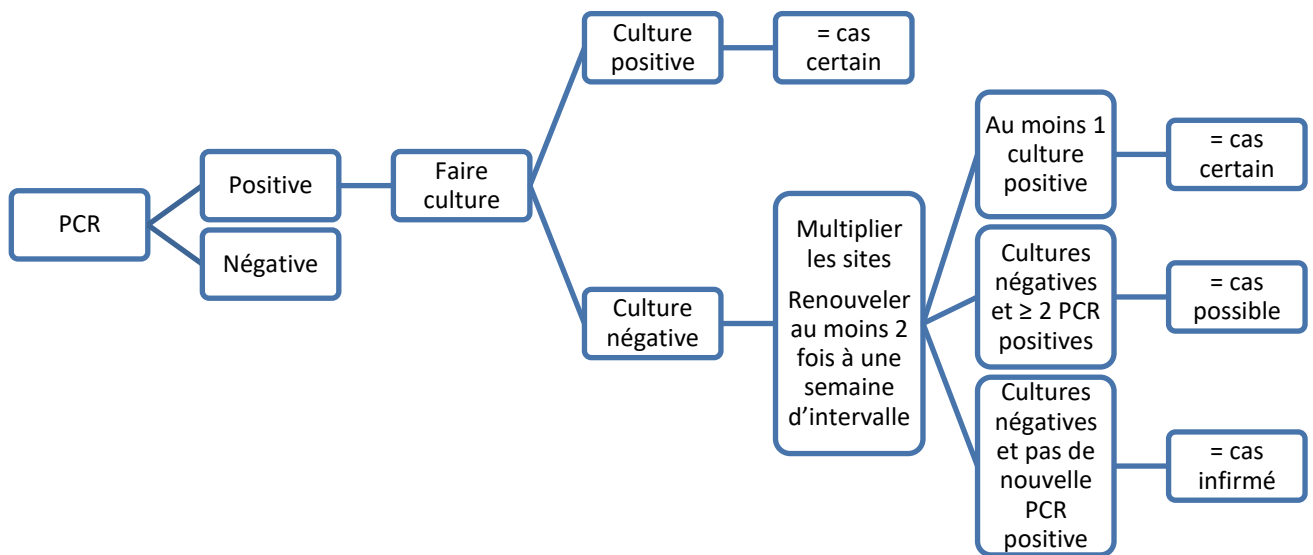


Figure 7 : Interprétation et conduite à tenir devant une RT-PCR *Candidozyma auris* positive

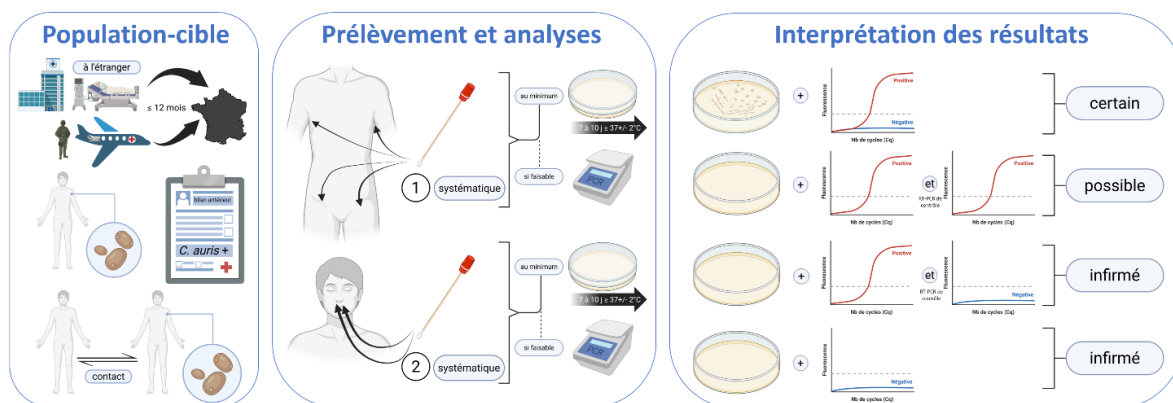


Figure 8 : Synthèse de la stratégie de dépistage de *Candidozyma auris*

Notification des cas

Tout cas identifié par culture et/ou RT-PCR entraîne impérativement **une alerte immédiate** par le laboratoire à l'attention de l'équipe locale de prévention du risque infectieux (EPRI) et du service clinique hébergeur.

Chaque cas, qu'il soit ou non à l'origine d'une épidémie, doit faire l'objet d'un signalement par l'EPRI, qui sera transmis via la plateforme e-SIN ([lien](#)) au Centre d'appui pour la Prévention des infections associées aux soins (CPIas), à l'Agence régionale de santé (ARS) et à SpF.

En parallèle, tout isolat identifié comme *C. auris* doit être adressé sans délai au CNRMA de l'Institut Pasteur de Paris ([lien](#)). Cette sollicitation rapide permet de déterminer sa sensibilité aux antifongiques par la méthode standardisée de l'EUCAST (32), et aussi son analyse épidémiologique, en combinant les données phylogénomiques, la recherche de *Single Nucleotide Polymorphism* (SNP) en cas de contexte épidémique, et les données cliniques du patient. En parallèle, il est demandé aux centres concernés par un cas de renseigner le formulaire de notification en ligne du CNRMA, dédié aux cas certains (culture positive) de *C. auris* ([lien](#)).

Prévention de la transmission autour d'un cas

Précautions standard et complémentaires

Tout patient colonisé ou infecté par *C. auris* doit être hospitalisé dans une chambre individuelle avec sanitaires individuels. Les PS doivent être rigoureusement respectées, complétées par des PCC intégrant une signalétique, et par un entretien des locaux, des équipements et des dispositifs médicaux réutilisables avec un détergent-désinfectant à spectre large de niveau sporicide.

L'EPRI doit informer l'ensemble des professionnels de santé intervenant auprès des patients de l'unité concernée, sur les risques de transmission croisée et les mesures de prévention à respecter (professionnels du service, masseur-kinésithérapeutes, diététiciens, manipulateurs en électroradiologie médicale, professionnels techniques et administratifs...).

Si la présence physique de l'EPRI au plus près des soignants est essentielle pour vérifier l'application rigoureuse des PS, l'implication de l'encadrement médical et paramédical est indispensable. L'analyse du risque de transmission par l'EPRI, son expertise et sa connaissance du service permettent d'identifier et d'améliorer ce qui peut l'être en lien avec l'encadrement du service et le correspondant en hygiène, et d'accompagner et répondre aux questions des professionnels tout au long de la gestion de l'épisode (33). Les éléments suivants, essentiels pour limiter le risque de transmission croisée, seront évalués par l'EPRI et améliorés si besoin :

- La désinfection des mains réalisée avec un produit hydroalcoolique (PHA). NB : les PHA sont actifs sur *C. auris*, le lavage des mains à l'eau et au savon doit donc être limité aux indications des PS. Des distributeurs de PHA sont présents au plus près des soins et approvisionnés régulièrement. Aucun bijou n'est présent sur les mains et les poignets ; les ongles sont courts et sans vernis ;
- Le port approprié de gants : une paire de gants est utilisée uniquement selon les indications des précautions standard. Elle est éliminée juste après le soin. Une friction hydroalcoolique (FHA) est réalisée juste avant d'enfiler les gants et juste après leur retrait ;
- La tenue des soignants conforme : elle est mise à disposition et entretenue par l'établissement, à manches courtes, propre et changée tous les jours. Elle est protégée par un tablier ou une surblouse à usage unique (UU) en cas de contact direct avec le patient ou son environnement ;
- La gestion des *excreta* conforme aux précautions standard avec la mise à disposition de sacs de recueil des *excreta* et des laveurs de bassins accessibles, fonctionnels et entretenus ;

- Le matériel de soins géré en respectant les précautions suivantes :
 - Utiliser du matériel à UU ou dédié au patient ;
 - S'assurer de l'entretien et de la désinfection avec un détergent désinfectant de niveau sporicide des dispositifs médicaux partagés utilisés dans le service (ECG, échographe, bladder scan, lève-malade, pèse-malade, stéthoscope, thermomètre, tensiomètre...) ;
 - S'assurer que les responsabilités de l'entretien du matériel et des dispositifs médicaux soient clairement définies ;
 - Limiter le matériel de soins dans la chambre au strict nécessaire ;
- Le bionettoyage de l'environnement (cf. ci-dessous).

Bionettoyage de l'environnement

La levure *C. auris* est connue pour coloniser rapidement et persister durablement dans l'environnement hospitalier (3,34–38). *C. auris* peut survivre plusieurs semaines en environnement intérieur et sur une large variété de surfaces (plastique, acier, textiles) (34,39). Sa capacité à persister dans l'environnement constitue un facteur clé de la transmission intrahospitalière (40,41). Sa résistance à certains désinfectants, variable selon les souches/clades, est décrite dans la littérature, notamment pour certains ammoniums quaternaires (39,42,43). L'exposition répétée au chlorure de benzalkonium induirait une tolérance accrue avec l'activation de pompe à efflux (39). La formation de biofilm pourrait également faciliter la tolérance aux désinfectants (44,45).

La désinfection par la vapeur pourrait être efficace et mériterait d'être documentée.

Dans ce contexte, un entretien rigoureux des locaux et du matériel est essentiel. Le bionettoyage de l'environnement du patient doit être réalisé au minimum une fois/24h et idéalement 2 fois/24h. Il doit comporter une **action mécanique (un frottement rigoureux de la surface traitée est nécessaire) et détergente associée à une désinfection efficace**. Le retrait mécanique des matières organiques et du biofilm est une phase importante dans l'élimination de la contamination des surfaces. Il convient d'insister sur les zones fortement en contact avec le patient tels que le lit, le matelas, l'adaptable, la sonnette, la télécommande et le matériel partagé ainsi que sur les zones fréquemment touchées par les soignants (exemple : poignées de porte). Un contrôle de la qualité du bionettoyage doit être organisé par l'encadrement paramédical, en lien avec l'EPRI.

Il est recommandé de privilégier des produits ayant prouvé leur efficacité sur *C. auris* avec un temps de contact adapté aux pratiques de soins (moins de 5 minutes). Bien que *C. auris* n'ait pas la capacité de sporuler, les désinfectants de niveau sporicide (NF EN 17486 (2023) phase 2 étape 2) tels que les dérivés chlorés, le peroxyde d'hydrogène ou encore l'acide peracétique ont prouvé leur efficacité et sont donc à privilégier.

À la sortie du patient, un double bionettoyage (deux bionettoyages successifs réalisés idéalement par deux professionnels distincts) permet de s'assurer que toutes les surfaces ont été traitées. Avant l'entretien de la chambre, une évaluation de l'état du matériel permet de s'assurer que sa désinfection est possible et efficace (ex : vétusté d'un matelas ou d'un fauteuil qui devra être remplacé).

La désinfection aérienne terminale est possible, notamment en cas d'épidémie non maîtrisée. Le désinfectant ou procédé de désinfection devra alors exercer une activité de niveau sporicide. De plus, cette désinfection terminale par procédé sans contact ne doit s'envisager que comme un **complément du bionettoyage** auquel il ne peut pas se substituer.

Pour les procédés de désinfection sans contact par UVc, la littérature rapporte une résistance relative plus importante de *C. auris* par rapport à d'autres micro-organismes comme le staphylocoque doré. La sensibilité pourrait varier selon les clades et dépendre de l'activation de gènes de réparation de l'ADN (46,47). Ces données sont à confirmer mais appellent à la vigilance avant de les utiliser.

À retenir Le bionettoyage renforcé *C. auris* :

- Bionettoyage rigoureux de la chambre, au minimum une fois/24h et idéalement 2 fois/24h ;
- Vérification de la qualité du bionettoyage par l'encadrement paramédical et/ou l'EPRI ;
- Utilisation d'un produit de niveau sporicide tel que les dérivés chlorés, le peroxyde d'hydrogène ou l'acide peracétique, en respectant le temps de contact préconisé par le fabricant ;
- Double bionettoyage préconisé à la sortie du patient (deux bionettoyages successifs réalisés idéalement par deux professionnels distincts).

Prélèvements d'environnement

La présence de *C. auris* dans l'environnement d'un patient porteur est démontrée et semble corrélée au nombre de sites colonisés chez le patient (48).

Indications

Des prélèvements d'environnement sont recommandés en cas d'épidémie non maîtrisée malgré une application rigoureuse des mesures de prévention et un bionettoyage renforcé contrôlé.

En dehors d'une situation épidémique non maîtrisée, des prélèvements d'environnement sont possibles après la sortie d'un patient porteur dont le dernier dépistage par culture est positif. Si un de ces prélèvements revient positif alors que la chambre est occupée par un nouveau patient, trois dépistages hebdomadaires de ce patient sont recommandés, au même titre qu'un patient contact.

Quels sites prélever ?

- Au moins 5 à 7 points à prélever parmi barrières de lit, télécommande/bouton d'appel, chevet, pied du lit, adaptable, matelas, poignée de porte, rebord de fenêtre (48,49) ;
- Matériel partagé (50).

Technique, par ordre croissant de sensibilité :

- Prélèvements à réaliser entre 4 et 24h après le bionettoyage ;
- Géloses contact Sabouraud : incubation au moins 7 jours (voire 10, si possible) et à $37 \pm 2^\circ\text{C}$ minimum (idéalement $40-42^\circ\text{C}$) ;
- Écouvillon floqué avec milieu de transport type Eswab® (idéalement milieu de transport contenant un inhibiteur de désinfectant type SRK®) ; après vortex, ensemencement de 100 µL de liquide de transport sur milieux chromogènes (cf. chapitre dépistage) (51), incubation au moins 7 jours (voire 10, si possible) et à $37 \pm 2^\circ\text{C}$ minimum (idéalement $40-42^\circ\text{C}$) ;
- Chiffonnettes ou éponges de prélèvement : enrichissement en bouillon (BHI, TS, Sabouraud, Sabouraud-gentamicine, Sabouraud-dulcitol) pendant 48h à $37 \pm 2^\circ\text{C}$ minimum, puis ensemencement en quadrant (2 gouttes) sur milieux chromogènes (cf. écouvillons).

Comme pour les prélèvements cliniques, le premier examen des cultures est programmé dès 24-48h, ce qui permet le rendu d'un résultat partiel.

NB : il est recommandé de ne pas réaliser de PCR pour l'analyse de prélèvements d'environnement.

*Interprétation des résultats : Présence / Absence***Organisation des soins**

Les soins sont organisés selon une marche en avant ; le nombre d'intervenants est limité (20).

Si le patient doit accéder à des lieux de soins communs (par exemple plateau technique) :

- Planifier si possible le patient en fin de programme pour réaliser le bionettoyage spécifique de l'environnement immédiatement après le passage du patient ;
- Informer les intervenants (transport, service...) des mesures nécessaires ;
- Adapter la prise en soins : FHA des mains du patient, réveil du patient en salle d'intervention, priorisation des examens en chambre, limitation des temps d'attente dans les espaces collectifs...

Les visiteurs sont informés des mesures de prévention à appliquer (signalisation à l'entrée de la chambre).

La gestion des déchets, du linge et de la vaisselle est réalisée selon les procédures habituelles de l'établissement.

Le référent anti-infectieux est associé à la prise en soins du patient afin d'assurer une utilisation optimale des antibiotiques et des antifongiques.

Information du patient et éthique des soins

Il est recommandé que l'équipe médicale informe les patients porteurs et les patients contact sur ce qu'est *C. auris*, les différentes mesures de prévention mises en place, telles que le dépistage du portage, la chambre individuelle, les mesures d'hygiène à suivre lors de la sortie de sa chambre, au domicile, etc.

Les mesures de maîtrise de la diffusion du *C. auris* ne doivent pas compromettre la qualité des soins prodigués aux patients porteurs ni aux patients contact. Les objectifs sont de :

- Garantir une prise en soins adaptée à leur pathologie sans perte de chance et sans mesure excessive ou insuffisante ;
- Préserver les patients contact et les patients indemnes du risque d'une transmission ;
- Assurer les ressources matérielles et humaines nécessaires à l'application des recommandations, sans nuire à la prise en soins des autres patients de l'unité ou de l'établissement.

Les transferts des patients porteurs ou contact de *C. auris* doivent être réalisés dans des conditions optimales en anticipant les mesures à mettre en place dans l'unité d'accueil, sans que le statut de porteur ou contact ne fasse obstacle à un tel transfert et n'entraîne ainsi une perte de chance. En situation de blocage, une conciliation devra être trouvée entre l'établissement émetteur et l'établissement receveur, avec l'aide si besoin du CPIas et de l'ARS.

Outils informatiques

Le système d'information doit permettre :

- D'identifier automatiquement les patients porteurs et contact, et de pouvoir les situer dans l'hôpital (ceux présents dans le service concerné et ceux déjà transférés dans d'autres services) ;
- De repérer un patient porteur, un patient contact à risque moyen ou élevé en cas de nouvelle hospitalisation et de générer une alerte ;
- D'accéder automatiquement aux résultats des dépistages.

À retenir Le contrôle de la diffusion de *C. auris* repose sur un socle de mesures (20), incluant :

- Le repérage rapide dès l'admission des patients à risque d'être colonisés et/ou infectés afin de :
 - o les placer immédiatement en chambre individuelle en précautions complémentaires contact (PCC) ;
 - o les dépister (52-54) ;
- Le respect rigoureux des précautions standard (PS) et des PCC par les professionnels intervenant dans des services hébergeant un cas, en s'appuyant sur l'accompagnement quotidien de l'EPRI pour informer les professionnels et évaluer les mesures de prévention (12,50,52) ;
- L'utilisation préférentielle de matériel dédié ;
- L'application rigoureuse des procédures de bionettoyage de l'environnement et du matériel partagé avec un détergent-désinfectant à spectre large de niveau sporicide (dérivés chlorés, peroxyde d'hydrogène et/ou acide peracétique) (52,53,55) ;
- Le dépistage des patients contact afin d'identifier rapidement une transmission croisée (53,56) ;
- La mise en œuvre immédiate de mesures de contrôle de la transmission croisée devant des cas groupés (49,52) ;
- L'appui d'outils informatiques d'aide à la gestion des patients porteurs et des patients contact.

Mesures complémentaires selon la situation épidémiologique

Selon que le risque de survenue d'une épidémie est faible ou moyen, ou qu'une épidémie est déjà identifiée, des mesures complémentaires sont préconisées.

Situation « Précautions complémentaires contact dès l'admission : découverte à l'admission ou patient déjà connu porteur »

L'ensemble des mesures de prévention de la transmission listées ci-dessus doit être appliqué rigoureusement dès l'admission du porteur et maintenu tout au long de l'hospitalisation.

Les PCC ayant été appliquées dès l'admission du patient porteur, les patients contact sont considérés à risque faible de devenir porteurs. Il est recommandé de :

- Les dépister toutes les semaines selon les modalités décrites ci-dessus tant que le patient porteur est présent + un dépistage post-exposition réalisé entre 5 et 7 jours après la sortie du porteur ;
- Aucune PCC n'est recommandée pour ces patients contact, les PS sont appliquées rigoureusement ;
- Pas de dépistage ni de mesure particulière lors des futures hospitalisations, pas de traçabilité informatique nécessaire ;
- Transferts non restreints, secteur d'aval informé de la situation à risque faible de transmission, précautions standard.

Si un patient connu porteur est ré hospitalisé, un dépistage est réalisé lors de la nouvelle admission. Si celui-ci est négatif :

- Maintenir les PCC tout au long de l'hospitalisation (cf. chapitre « questions diverses ») ;
- Dépister le cas 1x/semaine pendant 3 semaines, puis espacer les dépistages, par exemple tous les mois ;
- Aucun dépistage n'est indiqué chez les autres patients de l'unité tant que les dépistages du porteur sont négatifs.

Particularités des mesures de prévention autour d'un cas possible

Les mêmes mesures de prévention de la transmission sont appliquées autour d'un cas possible (patient ayant eu au moins deux dépistages positifs en RT-PCR et tous négatifs en culture) : chambre individuelle, PCC, bionettoyage renforcé, dépistage des patients contact, etc.

Au cours de l'hospitalisation, et/ou en cas de réadmission d'un patient connu comme cas possible, le patient est dépisté toutes les semaines :

- Si au moins un dépistage reste positif en RT-PCR et négatif en culture, le cas reste possible, les mesures de prévention sont maintenues ;
- Si les dépistages sont négatifs en RT-PCR et en culture, seules les PCC sont maintenues (pas de dépistage des patients contact). Puis, si plusieurs dépistages hebdomadaires successifs (au moins 3) restent négatifs, les PCC peuvent être levées.

Situation « Découverte fortuite d'un patient porteur de *C. auris* en cours d'hospitalisation »

Dans les situations de découverte fortuite, les mesures renforcées de prévention de la transmission n'ayant pu être mises en œuvre dans les premiers jours d'hospitalisation du cas, le risque de découvrir des cas secondaires parmi les patients contact est considéré comme moyen et des mesures additionnelles sont recommandées.

Autour du patient porteur :

- Appliquer l'ensemble des mesures de prévention et les maintenir tout au long de l'hospitalisation

- Analyser les circonstances d'acquisition : le patient a-t-il été hospitalisé ou a-t-il reçu des soins à l'étranger ? A-t-il été en contact avec un cas connu ? A-t-il succédé à un cas connu dans une même chambre (55) ?

Autour des patients contact :

- Dépister toutes les semaines les patients présents dans l'unité dans laquelle le cas est hospitalisé selon les modalités décrites ci-dessus ;
- Identifier les patients contact, en incluant ceux dont le contact remonte jusqu'à 3 semaines précédant le diagnostic et ceux déjà transférés dans d'autres services ou établissements (11) ;
- Placer en PCC les patients contact qui ont été transférés dans d'autres services ou hôpitaux et les dépister 3 fois à une semaine d'intervalle. Les patients contact du service dans lequel le porteur est actuellement hébergé peuvent être maintenus en PS, appliquées rigoureusement : en effet, le service concerné bénéficie de l'appui quotidien de l'EPRI. De plus, au-delà d'un certain nombre de patients en PCC dans un service (40% dans une étude), il devient difficile de les appliquer correctement (57) ;
- Renforcer le bionettoyage des chambres des patients contact. Selon l'analyse du risque épidémique réalisée par l'EPRI, un produit de niveau sporicide peut être préconisé ;
- Limiter les transferts des patients de l'unité (cas et contacts), en veillant à l'absence de perte de chance, en attendant le résultat des premiers dépistages des patients contact.

Si aucun cas secondaire n'est identifié lors du premier tour de dépistage :

- Poursuivre les dépistages hebdomadaires des patients de l'unité tant que le porteur est présent ;
- Après la sortie d'hospitalisation du patient porteur, réaliser au moins 3 dépistages post-exposition des patients contact présents dans l'unité ; si aucun cas secondaire n'a été identifié, les dépistages sont arrêtés ;
- En cas de transfert d'un patient contact ou de ré-hospitalisation, le placer en PCC jusqu'à 3 dépistages négatifs post exposition ;
- Une traçabilité informatique est mise en place pour identifier la ré-hospitalisation d'un patient contact qui n'aurait pas eu 3 dépistages hebdomadaires négatifs hors exposition. Après un an, retirer les contacts non dépistés des listes de suivi.

Si identification de cas secondaire(s) : appliquer les mesures de contrôle d'une épidémie

Situation « Épidémie (au moins un cas secondaire) »

Lorsque des cas secondaires sont identifiés, la mise en place de mesures de contrôle doit être la plus rapide possible, afin de limiter la transmission et donc le nombre de cas secondaires (52).

Cellule de crise

L'implication des acteurs locaux au sein d'une cellule de crise est indispensable. Elle associe :

- L'encadrement médical et paramédical qui a un rôle majeur pour mettre en œuvre les mesures de contrôle, organiser les soins, réaliser les dépistages en lien avec l'EPRI, informer les patients ;
- Le laboratoire de microbiologie ou de mycologie médicale responsable de l'analyse des prélèvements de dépistage ;
- L'EPRI qui accompagne les équipes du service concerné pour la mise en œuvre et l'évaluation des précautions d'hygiène, le suivi de l'épidémie ;
- La direction de l'établissement, la direction des soins, la CME/CLIN, impliqués dans l'organisation des renforts en personnel, la stratégie de communication, le suivi de l'épidémie ;
- Le référent en anti-infectieux qui veille à une utilisation optimale des antibiotiques et des antifongiques.

Évaluation des pratiques par l'EPRI

Si des cas secondaires ont été identifiés, une évaluation des pratiques par l'EPRI doit être réalisée pour identifier et corriger les failles ayant conduit à la transmission croisée. Il est essentiel d'expliquer aux équipes soignantes les enjeux de la diffusion de *C. auris*, les objectifs de ces mesures et les mécanismes de la transmission croisée (33). Seront notamment évalués : la désinfection des mains, le port approprié de gants, la qualité du bionettoyage de l'environnement et du matériel partagé, l'organisation des soins.

Sectorisation des cas, contacts et indemnes

Le regroupement des patients porteurs, contact et indemnes dans des secteurs distincts avec personnels distincts a fait la preuve de son efficacité pour contrôler la transmission croisée de microorganismes, tels que les bactéries hautement résistantes émergentes (58–60). Attribuer du personnel dédié aux patients indemnes permet de les protéger de la transmission croisée à partir des porteurs. L'EPRI a alors un rôle majeur pour orienter vers la meilleure organisation à choisir en tenant compte de la situation épidémique, du nombre de cas secondaires (pression de colonisation), de la possibilité de renforcer l'équipe paramédicale, d'améliorer l'application des mesures de contrôle de la transmission croisée et du type de filière concernée. La décision de créer des secteurs dédiés doit être collective, validée en cellule de crise, en présence de la Direction et de l'encadrement médical et paramédical du service concerné, et réévaluée régulièrement. Les professionnels paramédicaux doivent intervenir uniquement dans le secteur auquel ils ont été affectés, sans entraide ou passage entre les différents secteurs au cours de leur activité quotidienne, de jour comme de nuit. Les admissions peuvent alors être poursuivies dans chacun des trois secteurs selon le statut du patient. La gestion médicale des patients doit être formalisée et appliquée, notamment si des patients de services différents sont regroupés afin d'assurer la qualité de la prise en soins.

Gestion des patients contact

- Mesures de prévention de la transmission :
 - Patients contact présents dans le service concerné par l'épidémie : application rigoureuse des PS et bionettoyage spécifique avec un produit de niveau sporicide ;
 - Patients contact transférés dans un autre service non concerné par l'épidémie : ajout des PCC et bionettoyage spécifique avec un produit de niveau sporicide.
- Dépistages des patients contact à risque élevé : hebdomadaires tant que l'épidémie n'est pas contrôlée (11,61,62). Lorsque l'épidémie est contrôlée, les dépistages des patients du service concerné sont réalisés toutes les semaines tant qu'un patient porteur est présent, puis au moins 3 fois à une semaine d'intervalle après la sortie du porteur (post-exposition).

Transferts

Les transferts des patients porteurs et contact sont suspendus, sauf urgence vitale, pour ne pas étendre l'épidémie dans d'autres secteurs et exposer de nouveaux patients, tout en veillant à la prise en soins sans perte de chance pour ces patients. Les transferts des patients porteurs ou contact doivent être réalisés dans des conditions optimales en anticipant les mesures à mettre en place dans l'unité d'accueil, sans que le statut de porteur ou contact ne fasse obstacle à un tel transfert. En cas de besoin, le CPias et l'ARS peuvent accompagner les EPRI.

Épidémie contrôlée

L'épidémie est considérée comme contrôlée en l'absence de nouveau cas identifié, lors des dépistages hebdomadaires, dans les 3 semaines suivant la découverte du dernier cas.

Lorsque l'épidémie est contrôlée, après la sortie des porteurs, il est possible d'arrêter les dépistages et de retirer des listes de suivi les patients contact à risque élevé dont au moins 3 dépistages successifs réalisés à une semaine d'intervalle et hors exposition sont négatifs. Après un an sans nouveau cas, retirer les contacts non dépistés des listes de suivi.

À retenir Devant une épidémie de *C. auris*, il est recommandé de mettre en place rapidement les mesures suivantes :

- Réunir une cellule de crise regroupant les différents acteurs concernés (encadrement médical et paramédical du service, EPRI, laboratoire de microbiologie, direction générale, directions des soins, CME/CLIN, référent anti-infectieux), pour acter et suivre la mise en œuvre des décisions sur la gestion de l'épidémie ;
- Renforcer l'accompagnement par l'EPRI des équipes du service et des intervenants extérieurs, et impliquer l'encadrement médical et paramédical, pour améliorer le respect des mesures de prévention de la transmission (PS et PCC) le jour et la nuit, identifier et corriger les failles ayant pu conduire à la transmission croisée ;
- Renforcer le bionettoyage de l'environnement et du matériel partagé avec un désinfectant de niveau sporicide ;
- Suspender les transferts (sauf urgence vitale) dans l'attente de la maîtrise de la situation ;
- Regrouper les cas, patients contact et indemnes dans 3 secteurs distincts, idéalement avec des équipes paramédicales dédiées. En l'absence de secteurs dédiés, éviter que les personnels prennent en soins des patients indemnes et des porteurs ;
- Dépister les contacts toutes les semaines tant que l'épidémie n'est pas contrôlée et qu'un porteur est présent ;
- Mettre en place un dispositif de repérage informatique et d'alerte de l'EPRI du site lors des ré hospitalisations des cas et des contacts ;
- En cas de ré hospitalisation, placer les porteurs et les patients contact en PCC et les dépister ;
- Envisager des prélèvements d'environnement sur avis de l'EPRI et en concertation avec le laboratoire de mycologie.

Synthèse des mesures de prévention de la transmission

Le tableau 1 résume les mesures à prendre selon la situation épidémiologique.

Une adaptation de ces mesures peut être nécessaire selon les filières concernées par la prise en soins d'un cas. Par exemple dans les services de soins médicaux et de réadaptation (SMR) ou en unités de soins de longue durée (USLD), le rythme des dépistages sera adapté à la durée du séjour. Le périmètre des patients contact à dépister sera défini par l'EPRI selon une analyse de risque tenant compte des caractéristiques du cas (exemple charge en soins), du niveau de respect des PS-PCC et bionettoyage dans le service et de son architecture. Le tableau 2 résume les mesures à appliquer en fonction des filières, hors contexte épidémique.

Tableau 1 : Mesures de contrôle de la transmission croisée de *C. auris* selon le risque épidémique et la situation épidémiologique

Situation épidémiologique		Patient identifié porteur et placé en PCC* et chambre individuelle dès l'admission - Risque faible	Découverte fortuite en cours d'hospitalisation Risque moyen	Epidémie Risque élevé
Patient porteur	Précautions d'hygiène	Chambre individuelle + PCC	Chambre individuelle + PCC	Chambre individuelle + PCC
	Bionettoyage	Renforcé <i>C. auris</i>	Renforcé <i>C. auris</i>	Renforcé <i>C. auris</i>
	Organisation des soins	Marche en avant et, selon analyse de risque, renfort en personnel	Marche en avant et, selon analyse de risque, renfort en personnel	Regroupement des patients en 3 secteurs distincts avec personnels dédiés (porteurs, contacts, indemnes)
	Admissions	Poursuivies	Poursuivies	Poursuivies, entrants orientés selon leur statut vers secteurs porteurs, contacts ou indemnes
	Transfert	Possible, en PCC et chambre individuelle	Possible, en PCC et chambre individuelle	Seulement si nécessaire, en veillant à la prise en soins sans perte de chance pour le patient
Patients contact	Précautions d'hygiène	PS**	PS dans le service concerné PCC si transfert dans un autre service	PS dans le service concerné PCC si transfert dans un autre service
	Bionettoyage	Habituel	Renforcé ± produit actif sur <i>C. auris</i> ***	Renforcé <i>C. auris</i>
	Dépistage périmètre	Patients contact présents dans l'unité	Tous patients contact, y compris ceux déjà transférés	Tous patients contact, y compris ceux déjà transférés
	Dépistage rythme	Hebdomadaires tant que le porteur est présent Puis un dépistage hors exposition	Hebdomadaires tant que le porteur est présent Puis 3 dépistages hors exposition Si transfert, 3 dépistages hors exposition	Hebdomadaires jusqu'à au moins 3 dépistages négatifs hors exposition Si transfert, 3 dépistages hors exposition
	Dépistage Technique	Culture	PCR souhaitable pour le 1 ^{er} dépistage ou à défaut culture, puis culture pour les suivants	PCR souhaitable pour le 1 ^{er} dépistage ou culture
	Transfert	Possible, en PS et pas de dépistage	Limité, en PCC jusqu'à 3 dépistages négatifs hors exposition	Seulement si nécessaire et après au moins un dépistage négatif, en PCC. Poursuivre les dépistages jusqu'à au moins 3 négatifs hors exposition.
Ré hospitalisation	PS et pas de dépistage	PCC jusqu'à 3 dépistages négatifs	PCC jusqu'à 3 dépistages négatifs	
Identification informatique en cas de réadmission	Uniquement le porteur	Porteur et patients contact n'ayant pas eu 3 dépistages négatifs hors exposition	Porteurs et patients contact n'ayant pas eu 3 dépistages négatifs hors exposition	
Antibiotiques/antifongiques	Limités au strict nécessaire Après avis référent	Limités au strict nécessaire Après avis référent	Limités au strict nécessaire Après avis référent	

*PCC : Précautions complémentaires contact, **PS : précautions standard, *** selon analyse de risque par l'EPRI

Tableau 2 : Mesures de contrôle de la transmission croisée devant un cas de colonisation ou d'infection à *C. auris* selon les filières, hors contexte épidémique

Filières			MCO ¹	Dialyse/HDJ ²	SMR ³	USLD ⁴	EHPAD ⁵	HAD ⁶
Patient porteur	Précautions d'hygiène	Chambre individuelle + PCC ⁷	Oui	Oui	Oui	Oui	Si possible	Oui
	Bionettoyage	Renforcé <i>C. auris</i>	Oui	Oui	Oui	Oui	Non	Oui (matériel partagé)
	Organisation des soins	Marche en avant et, selon analyse de risque, renfort en personnel	Oui	Oui	Oui	Oui	Non	Si possible en fin de tournée
	Transfert	Possible	Oui	Oui	Oui	Oui	Oui	Oui
Patients contact	Précautions d'hygiène	PS ⁸	Oui	Oui	Oui	Oui	NC ⁹	NC
	Bionettoyage	Habituel	Oui	Oui	Oui	Oui	Oui	Oui
	Dépistage périmètre	Patients contact présents dans l'unité	Oui	Oui	Oui, périmètre à définir avec l'EPRI selon analyse de risque*	Oui, périmètre à définir avec l'EPRI selon analyse de risque	Non	NC
	Dépistage rythme	Hebdomadaire	Oui	Oui puis mensuel si séjours itératifs	Oui puis mensuel	Oui puis mensuel	Non	NC
	Transfert	Possible	Oui	Oui	Oui	Oui	Oui	Oui

¹MCO : Médecine, chirurgie, obstétrique ; ²HDJ : hôpital de jour ; ³SMR : soins médicaux et de réadaptation ; ⁴USLD : unités de soins de longue durée ; ⁵EHPAD : établissement d'hébergement pour personnes âgées dépendantes ; ⁶HAD : hospitalisation à domicile ; ⁷PCC : précautions complémentaires contact ; ⁸PS : précautions standard ; ⁹NC : non concerné.

*analyse de risque selon les caractéristiques du cas, le niveau de respect des PS-PCC et bionettoyage, l'architecture du service et son aptitude à maîtriser la transmission croisée.

Questions diverses

Quand et selon quels critères peut-on considérer qu'un patient est décolonisé ?

Dans une étude, parmi les patients ayant eu un résultat positif à *C. auris* suivi d'un ou plusieurs négatifs, plus de 50 % ont eu un résultat ultérieur positif parfois à plusieurs mois d'intervalle (49). Selon le CDC, les patients porteurs de *C. auris* restent souvent colonisés pendant de nombreux mois, voire indéfiniment (55). Les dépistages répétés peuvent alterner entre détection et non-détection de *C. auris* (63). Ainsi le CDC recommande de maintenir les PCC pendant toute la durée des séjours en établissement de santé et en cas de réadmission, y compris en SLD (55). En dehors d'un cas possible dont au moins 3 prélèvements hebdomadaires successifs seraient négatifs à la fois en RT-PCR et en culture (cf. chapitre ci-dessus), et au regard des données actuelles, il ne paraît pas possible de définir des critères pour considérer qu'un patient est décolonisé.

La chlorhexidine peut-elle être utilisée dans l'objectif de décoloniser un patient ?

Quelques études expérimentales ont évalué l'efficacité de certains antiseptiques sur des modèles animaux, dans l'objectif de décoloniser un patient porteur, mais leurs effets *in vivo* n'ont pas encore été démontrés (64,65). Dans une étude observationnelle clinique la toilette à la chlorhexidine 4% n'a pas été efficace pour décoloniser des patients avec un portage cutané de *C. auris* (66). Une autre étude ne rapporte pas d'efficacité avec un protocole de décolonisation basé sur la chlorhexidine à 2% ou 4% (67). A défaut d'obtenir une décolonisation, la place de cette approche dans un but de diminuer la charge cutanée et donc la contamination environnementale reste à préciser (68).

Un dépistage des professionnels doit-il être envisagé dans certaines situations ?

Le dépistage des professionnels n'est recommandé dans aucun pays. L'application rigoureuse des précautions standard, et notamment de la désinfection des mains par FHA, protège d'une transmission de patient vers soignant et de soignant vers patient (60,67). Aucun traitement permettant une décolonisation n'étant disponible, le diagnostic de colonisation d'un professionnel n'aurait aucune conséquence pratique, autre que la recommandation de l'application rigoureuse des PS.

Cet avis élaboré sur la base des connaissances disponibles à sa date de publication, est susceptible d'évoluer en fonction des nouvelles données.

Participants au groupe de travail

Coordination : FOURNIER Sandra

Membres :

Centre national de référence des mycoses invasives et antifongiques : ALANIO Alexandre, DESNOS-OLLIVIER Marie, LANTERNIER Fanny

Société française de mycologie médicale : BOTTEREL Françoise, DESOUBEAUX Guillaume

Société française d'hygiène hospitalière : CARRÉ Yolene, CASSIER Pierre, DANANCHÉ Cédric, DECOUSSER Jean-Winoc, FLORENTIN Arnaud, FOURNIER Sandra, JANVIER Frédéric, LOCHER Gwenaëlle, MELLON Guillaume

Groupe de relecture

BROCHART Julie, COPPRY Maïder, DANION François, GUITARD Juliette, JOLIVET Sarah, KAMUS Laure, KEITA-PERSE Olivia, KERNEIS Solen, LEFRANCOIS Rémi, MARKIEWICZ-MASSY Amélie, ORY Jérôme, ROMANO-BERTRAND Sara, SOUYRI Valérie

Références

1. Satoh K, Makimura K, Hasumi Y, Nishiyama Y, Uchida K, Yamaguchi H. *Candida auris* sp. nov., a novel ascomycetous yeast isolated from the external ear canal of an inpatient in a Japanese hospital. *Microbiol Immunol.* 2009;53(1):41-4. doi:10.1111/j.1348-0421.2008.00083.x
2. Lee WG, Shin JH, Uh Y, Kang MG, Kim SH, Park KH, et al. First Three Reported Cases of Nosocomial Fungemia Caused by *Candida auris*. *J Clin Microbiol.* sept 2011;49(9):3139-42. doi:10.1128/jcm.00319-11
3. Santana DJ, Anku JAE, Zhao G, Zarnowski R, Johnson CJ, Hautau H, et al. A *Candida auris*-specific adhesin, Scf1, governs surface association, colonization, and virulence. *Science.* 29 sept 2023;381(6665):1461-7. doi:10.1126/science.adf8972 PubMed PMID: 37769084; PubMed Central PMCID: PMC11235122.
4. Salmanton-García J, Almeida JN de, Colombo AL. *Candidozyma auris* (formerly *Candida auris*): Resistant, long-lasting, and everywhere. *Clin Microbiol Infect Off Publ Eur Soc Clin Microbiol Infect Dis.* 2 janv 2026;S1198-743X(25)00633-0. doi:10.1016/j.cmi.2025.12.022 PubMed PMID: 41485706.
5. Alowais SA, Wali HA, Bin Saleh K, Aldugiem R, Alsaeed Y, Almutairi M, et al. Risk Factors and Outcomes for Invasive Infection Among Patients Colonized with *Candidozyma auris*: A Case-Control Study. *Antibiotics.* 1 déc 2025;14(12):1206. doi:10.3390/antibiotics14121206 PubMed PMID: 41463711; PubMed Central PMCID: PMC12729946.
6. Briano F, Magnasco L, Sepulcri C, Dettori S, Dentone C, Mikulska M, et al. *Candida auris* Candidemia in Critically Ill, Colonized Patients: Cumulative Incidence and Risk Factors. *Infect Dis Ther.* juin 2022;11(3):1149-60. doi:10.1007/s40121-022-00625-9 PubMed PMID: 35404010; PubMed Central PMCID: PMC8995918.
7. Garcia-Bustos V, Puchades F, Alonso-Ecenarro F, Cabanero-Navalon MD, Ruiz-Gaitán A, Pemán J, et al. Development and validation of the AURIS score for predicting candidaemia in *Candidozyma auris*-colonised patients in the intensive care unit: a bicentric retrospective cohort study. *Lancet Infect Dis.* 17 févr 2026;S1473-3099(26)00002-2. doi:10.1016/S1473-3099(26)00002-2 PubMed PMID: 41720147.
8. Kohlenberg A, Monnet DL, Plachouras D, *Candida auris* survey collaborative group, *Candida auris* survey collaborative group includes the following national experts. Increasing number of cases and outbreaks caused by *Candida auris* in the EU/EEA, 2020 to 2021. *Euro Surveill Bull Eur Sur Mal Transm Eur Commun Dis Bull.* nov 2022;27(46):2200846. doi:10.2807/1560-7917.ES.2022.27.46.2200846 PubMed PMID: 36398575; PubMed Central PMCID: PMC9673237.
9. Desnos-Ollivier M, Fekkar A, Bretagne S. Earliest case of *Candida auris* infection imported in 2007 in Europe from India prior to the 2009 description in Japan. *J Mycol Medecale.* sept 2021;31(3):101139. doi:10.1016/j.mycmed.2021.101139 PubMed PMID: 33965885.
10. Levy Y, Miltgen G, Rousseau A, Lugagne N, Teyssyre L, Traversier N, et al. Case Report: Emergence of *Candida auris* in the Indian Ocean Region. *Am J Trop Med Hyg.* 14 déc 2020;104(2):739-43. doi:10.4269/ajtmh.20-0758 PubMed PMID: 33319729; PubMed Central PMCID: PMC7866352.
11. Alanio A, Snell HM, Cordier C, Desnos-Olivier M, Dellièrre S, Aissaoui N, et al. First Patient-to-Patient Intrahospital Transmission of Clade I *Candida auris* in France Revealed after a Two-Month

- Incubation Period. *Microbiol Spectr.* 26 oct 2022;10(5):e0183322. doi:10.1128/spectrum.01833-22 PubMed PMID: 36094221; PubMed Central PMCID: PMC9604096.
12. Cottrel C, Regad M, Arnal C, Henard S, Desnos-Olivier M, Lozniewski A, et al. Clustered cases of *Candida auris* colonization: Roles of the infection prevention and control department and the mycology laboratory in controlling transmission. *Med Mycol.* 1 avr 2025;63(4):myaf033. doi:10.1093/mmy/myaf033
 13. Lyman M, Forsberg K, Sexton DJ, Chow NA, Lockhart SR, Jackson BR, et al. Worsening Spread of *Candida auris* in the United States, 2019 to 2021. *Ann Intern Med.* avr 2023;176(4):489-95. doi:10.7326/M22-3469 PubMed PMID: 36940442; PubMed Central PMCID: PMC11307313.
 14. Leonhard SE, Chong GM, Foudraine DE, Bode LGM, Croughs P, Popping S, et al. Proposal for a screening protocol for *Candida auris* colonization. *J Hosp Infect.* avr 2024;146:31-6. doi:10.1016/j.jhin.2023.12.019 PubMed PMID: 38286238.
 15. Roberds A, Bobrov AG, Rautemaa-Richardson R, Walsh TJ. Invasive Fungal Diseases of Combat Wounds: Burden, Epidemiology, and Mycology. *Mycopathologia.* 21 nov 2024;189(6):102. doi:10.1007/s11046-024-00908-4 PubMed PMID: 39570484; PubMed Central PMCID: PMC11582137.
 16. Conseil Supérieur de la Santé [Internet]. [cité 18 févr 2026]. <https://www.hgr-css.be/fr/avis/9575/candida-auris>. Disponible sur: <https://www.hgr-css.be/fr/avis/9575/candida-auris>
 17. Canada S. *Candida auris* Prévention et contrôle des infections dans les établissements de soins de santé canadiens [lignes directrices] [Internet]. 2024 [cité 18 févr 2026]. Disponible sur: <https://www.canada.ca/fr/services/sante/publications/maladies-et-affections/candida-auris-prevention-contrôle-infections-etablissements-soins-sante-canadiens.html>
 18. GOV.UK [Internet]. 2025 [cité 9 sept 2025]. *Candidozyma auris*: guidance for acute healthcare settings. Disponible sur: <https://www.gov.uk/government/publications/candida-auris-laboratory-investigation-management-and-infection-prevention-and-control>
 19. Vuichard-Gysin D, Sommerstein R, Martischang R, Harbarth S, Kuster SP, Senn L, et al. *Candida auris* - recommendations on infection prevention and control measures in Switzerland. *Swiss Med Wkly.* 21 sept 2020;150:w20297. doi:10.4414/smw.2020.20297 PubMed PMID: 32975306.
 20. HCSP. Mesures de prise en charge de patient infecté ou colonisé par *Candida auris*. Rapport de l'HCSP [Internet]. Paris: Haut Conseil de la Santé Publique; juin 2019 [cité 20 mai 2021]. Disponible sur: <https://www.hcsp.fr/explore.cgi/avisrapportsdomaine?clefr=730>
 21. Bigot J, Desnos-Olivier M, Parneix P, Berger-Carbonne A, Lanternier F, Botterel F, et al. *Candida auris* en France en 2023 : épidémiologie nationale, diagnostic, prévention. *Hygiènes.* 2023;31(6):449-57.
 22. Proctor DM, Dangana T, Sexton DJ, Fukuda C, Yelin RD, Stanley M, et al. Integrated genomic, epidemiologic investigation of *Candida auris* skin colonization in a skilled nursing facility. *Nat Med.* août 2021;27(8):1401-9. doi:10.1038/s41591-021-01383-w PubMed PMID: 34155414.
 23. Nhan NT, Liu T, Almushajrah AA, Mozumder A, Narlieva M, Szymczak WA, et al. Performance characteristics of an automated, high-throughput RT-PCR assay for the detection of *Candida auris* on 3-point and nasal swabs. *Microbiol Spectr.* avr 2025;13(4):e0211424.

- doi:10.1128/spectrum.02114-24 PubMed PMID: 39950809; PubMed Central PMCID: PMC11960114.
24. Du H, Bing J, Hu T, Ennis CL, Nobile CJ, Huang G. *Candida auris*: Epidemiology, biology, antifungal resistance, and virulence. *PLOS Pathog.* 22 oct 2020;16(10):e1008921. doi:10.1371/journal.ppat.1008921
 25. Mulet Bayona JV, Salvador García C, Tormo Palop N, Gimeno Cardona C. Evaluation of a novel chromogenic medium for *Candida* spp. identification and comparison with CHROMagar™ *Candida* for the detection of *Candida auris* in surveillance samples. *Diagn Microbiol Infect Dis.* 1 déc 2020;98(4):115168. doi:10.1016/j.diagmicrobio.2020.115168
 26. Borman AM, Fraser M, Johnson EM. CHROMagar™ *Candida* Plus: a novel chromogenic agar that permits the rapid identification of *Candida auris*. *Med Mycol.* 4 mars 2021;59(3):253-8. doi:10.1093/mmy/myaa049 PubMed PMID: 32525988.
 27. de Jong AW, Dieleman C, Carbia M, Mohd Tap R, Hagen F. Performance of two novel chromogenic media for the identification of multidrug-resistant *Candida auris* compared with other commercially available formulations. *J Clin Microbiol.* 19 mars 2021;59(4):e03220-20. doi:10.1128/JCM.03220-20 PubMed PMID: 33536293; PubMed Central PMCID: PMC8092733.
 28. Desoubeaux G, Bailly É, Guillaume C, De Kyvon MA, Tellier AC, Morange V, et al. *Candida auris* in contemporary mycology labs: a few practical tricks to identify it reliably according to one recent French experience. *J Mycol Medicale.* juin 2018;28(2):407-10. doi:10.1016/j.mycmed.2018.02.011 PubMed PMID: 29567284.
 29. Normand AC, Blaize M, Imbert S, Packeu A, Becker P, Fekkar A, et al. Identification of Molds with Matrix-Assisted Laser Desorption Ionization-Time of Flight Mass Spectrometry: Performance of the Newly Developed MSI-2 Application in Comparison with the Bruker Filamentous Fungi Database and MSI-1. *J Clin Microbiol.* 20 sept 2021;59(10):e0129921. doi:10.1128/JCM.01299-21 PubMed PMID: 34319807; PubMed Central PMCID: PMC8451417.
 30. Sattler J, Noster J, Brunke A, Plum G, Wiegel P, Kurzai O, et al. Comparison of Two Commercially Available qPCR Kits for the Detection of *Candida auris*. *J Fungi.* févr 2021;7(2):2. doi:10.3390/jof7020154
 31. Hsu C, Yassin M. Diagnostic approaches for *Candida auris*: a comprehensive review of screening, identification, and susceptibility testing. *Microorganisms.* 24 juin 2025;13(7):1461. doi:10.3390/microorganisms13071461 PubMed PMID: 40731971; PubMed Central PMCID: PMC12298640.
 32. Arendrup MC, Guinea J, Arian-Akdagli S, Meijer EFJ, Meis JF, Buil JB, et al. How to interpret MICs of amphotericin B, echinocandins and flucytosine against *Candida auris* (*Candidozyma auris*) according to the newly established European Committee for Antimicrobial Susceptibility Testing (EUCAST) breakpoints. *Clin Microbiol Infect Off Publ Eur Soc Clin Microbiol Infect Dis.* 11 juill 2025;S1198-743X(25)00340-4. doi:10.1016/j.cmi.2025.07.002 PubMed PMID: 40651666.
 33. Société française d'hygiène hospitalière. Prévenir la transmission des infections. Éléments pour comprendre, expliquer simplement et donner du sens aux mesures incluses dans les précautions standard et les précautions complémentaires. 2025.
 34. Welsh RM, Bentz ML, Shams A, Houston H, Lyons A, Rose LJ, et al. Survival, Persistence, and Isolation of the Emerging Multidrug-Resistant Pathogenic Yeast *Candida auris* on a Plastic Health

- Care Surface. J Clin Microbiol. oct 2017;55(10):2996-3005. doi:10.1128/JCM.00921-17 PubMed PMID: 28747370; PubMed Central PMCID: PMC5625385.
35. Ku TSN, Walraven CJ, Lee SA. Candida auris: Disinfectants and Implications for Infection Control. Front Microbiol. 2018;9:726. doi:10.3389/fmicb.2018.00726 PubMed PMID: 29706945; PubMed Central PMCID: PMC5906573.
 36. Müller P, Tan CK, Ißleib U, Paßvogel L, Eilts B, Steinhauer K. Investigation of the susceptibility of Candida auris and Candida albicans to chemical disinfectants using European Standards EN 13624 and EN 16615. J Hosp Infect. août 2020;105(4):648-56. doi:10.1016/j.jhin.2020.05.026 PubMed PMID: 32454076.
 37. Haq MF, Pearlmutter BS, Cadnum JL, Donskey CJ. Efficacy of 23 commonly used liquid disinfectants against Candida auris isolates from the 4 major clades. Infect Control Hosp Epidemiol. janv 2024;45(1):127-31. doi:10.1017/ice.2023.157 PubMed PMID: 37528766.
 38. Sexton DJ, Welsh RM, Bentz ML, Forsberg K, Jackson B, Berkow EL, et al. Evaluation of nine surface disinfectants against Candida auris using a quantitative disk carrier method: EPA SOP-MB-35. Infect Control Hosp Epidemiol. oct 2020;41(10):1219-21. doi:10.1017/ice.2020.278
 39. Dire O, Ahmad A, Duze S, Patel M. Survival of Candida auris on environmental surface materials and low-level resistance to disinfectant. J Hosp Infect. juill 2023;137:17-23. doi:10.1016/j.jhin.2023.04.007
 40. Zhang W, Cao X, Liu C, Gao S. The rising challenge of Candida auris: insights into its transmission, drug resistance, and infection control strategies. Front Microbiol. 11 nov 2025;16:1694108. doi:10.3389/fmicb.2025.1694108
 41. Fung WY, Cheng RYF, Yau APY, Lee SY, Chan NH, Wong YS, et al. Long-range air dispersal as an important source of environmental contamination in Candida auris clustering: possible infection control implication. Infect Control Hosp Epidemiol. 12 nov 2025;1-7. doi:10.1017/ice.2025.10347 PubMed PMID: 41221824.
 42. Voorn MG, Kelley AM, Chaggar GK, Li X, Teska PJ, Oliver HF. Contact time and disinfectant formulation significantly impact the efficacies of disinfectant towelettes against Candida auris on hard, non-porous surfaces. Sci Rep. 10 avr 2023;13(1):5849. doi:10.1038/s41598-023-32876-y
 43. Haq MF, Pearlmutter BS, Cadnum JL, Donskey CJ. Efficacy of 23 commonly used liquid disinfectants against Candida auris isolates from the 4 major clades. Infect Control Hosp Epidemiol. janv 2024;45(1):127-31. doi:10.1017/ice.2023.157 PubMed PMID: 37528766.
 44. Ware A, Johnston W, Delaney C, Butcher MC, Ramage G, Price L, et al. Dry Surface Biofilm Formation by *Candida auris* Facilitates Persistence and Tolerance to Sodium Hypochlorite. APMIS. avr 2025;133(4):e70022. doi:10.1111/apm.70022
 45. Zheng Q, Li C, Hu T, Bing J, Nobile CJ, Chu H, et al. Candida auris cells form giant lipid droplets to survive in harsh environments. Commun Biol. 22 mai 2025;8(1):783. doi:10.1038/s42003-025-08204-7
 46. Gierke AM, Demelezi B, Hessling M. Investigation on possible resistance of Candida auris to irradiation with UVC (254 nm). MicroPublication Biol. 2025;2025. doi:10.17912/MICROPUB.BIOLOGY.001421

47. Chatterjee P, Choi H, Ochoa B, Garmon G, Coppin JD, Allton Y, et al. Clade-specific variation in susceptibility of *Candida auris* to broad-spectrum ultraviolet C light (UV-C). *Infect Control Hosp Epidemiol*. déc 2020;41(12):1384-7. doi:10.1017/ice.2020.410
48. Sansom SE, Gussin GM, Schoeny M, Singh RD, Adil H, Bell P, et al. Rapid Environmental Contamination With *Candida auris* and Multidrug-Resistant Bacterial Pathogens Near Colonized Patients. *Clin Infect Dis Off Publ Infect Dis Soc Am*. 6 déc 2023;78(5):1276-84. doi:10.1093/cid/ciad752 PubMed PMID: 38059527; PubMed Central PMCID: PMC11093678.
49. Pacilli M, Kerins JL, Clegg WJ, Walblay KA, Adil H, Kemble SK, et al. Regional Emergence of *Candida auris* in Chicago and Lessons Learned From Intensive Follow-up at 1 Ventilator-Capable Skilled Nursing Facility. *Clin Infect Dis Off Publ Infect Dis Soc Am*. 31 déc 2020;71(11):e718-25. doi:10.1093/cid/ciaa435 PubMed PMID: 32291441; PubMed Central PMCID: PMC8376188.
50. Eyre DW, Sheppard AE, Madder H, Moir I, Moroney R, Quan TP, et al. A *Candida auris* Outbreak and Its Control in an Intensive Care Setting. *N Engl J Med*. 4 oct 2018;379(14):1322-31. doi:10.1056/NEJMoa1714373 PubMed PMID: 30281988.
51. Korsten K, Gerrits van den Ende B, Pique RD, Hagen F, van Dijk K. Keep the Hospital Clean: Diagnostic Performance of Ten Different Molecular and Culture-Based Methods to Detect *Candidozyma (Candida) auris*. *Mycopathologia*. 2025;190(3):37. doi:10.1007/s11046-025-00944-8 PubMed PMID: 40232630; PubMed Central PMCID: PMC12000201.
52. Meletiadiis J, Siopi M, Spruijtenburg B, Georgiou PC, Kostoula M, Vourli S, et al. *Candida auris* fungaemia outbreak in a tertiary care academic hospital and emergence of a pan-echinocandin resistant isolate, Greece, 2021 to 2023. *Euro Surveill Bull Eur Sur Mal Transm Eur Commun Dis Bull*. nov 2024;29(45):2400128. doi:10.2807/1560-7917.ES.2024.29.45.2400128 PubMed PMID: 39512169; PubMed Central PMCID: PMC11544718.
53. Lionakis MS, Chowdhary A. *Candida auris* Infections. *N Engl J Med*. 21 nov 2024;391(20):1924-35. doi:10.1056/NEJMra2402635 PubMed PMID: 39565991.
54. Meijer EF, Voss A. Should all hospitalised patients colonised with *Candida auris* be considered for isolation? *Euro Surveill Bull Eur Sur Mal Transm Eur Commun Dis Bull*. nov 2024;29(45):2400729. doi:10.2807/1560-7917.ES.2024.29.45.2400729 PubMed PMID: 39512165; PubMed Central PMCID: PMC11544720.
55. CDC. Infection Control Guidance: *Candida auris* [Internet]. 2024. Disponible sur: <https://www.cdc.gov/candida-auris/hcp/infection-control/index.html>
56. Tsay S, Kallen A, Jackson BR, Chiller TM, Vallabhaneni S. Approach to the Investigation and Management of Patients With *Candida auris*, an Emerging Multidrug-Resistant Yeast. *Clin Infect Dis Off Publ Infect Dis Soc Am*. 6 janv 2018;66(2):306-11. doi:10.1093/cid/cix744 PubMed PMID: 29020224; PubMed Central PMCID: PMC5798232.
57. Dhar S, Marchaim D, Tansek R, Chopra T, Yousuf A, Bhargava A, et al. Contact precautions: more is not necessarily better. *Infect Control Hosp Epidemiol*. mars 2014;35(3):213-21. doi:10.1086/675294 PubMed PMID: 24521583.
58. Schwaber MJ, Lev B, Israeli A, Solter E, Smollan G, Rubinovitch B, et al. Containment of a country-wide outbreak of carbapenem-resistant *Klebsiella pneumoniae* in Israeli hospitals via a nationally implemented intervention. *Clin Infect Dis Off Publ Infect Dis Soc Am*. 1 avr 2011;52(7):848-55. doi:10.1093/cid/cir025 PubMed PMID: 21317398.

59. Hussein K, Rabino G, Eluk O, Warman S, Reisner S, Geffen Y, et al. The association between infection control interventions and carbapenem-resistant Enterobacteriaceae incidence in an endemic hospital. *J Hosp Infect.* 1 nov 2017;97(3):218-25. doi:10.1016/j.jhin.2017.07.018
60. Aldejohann AM, Wiese-Posselt M, Gastmeier P, Kurzai O. Expert recommendations for prevention and management of *Candida auris* transmission. *Mycoses.* 2022;65(6):590-8. doi:10.1111/myc.13445
61. Jolivet S, Fournier S, Bigot J, Galal L, Le Roux E, Bonnet M, et al. Value of qPCR in the screening strategy for *Candida auris*. *Med Mycol.* 30 avr 2025;63(5):myaf041. doi:10.1093/mmy/myaf041 PubMed PMID: 40246697.
62. Magnasco L, Mikulska M, Sepulcri C, Ullah N, Giacobbe DR, Vena A, et al. Frequency of Detection of *Candida auris* Colonization Outside a Highly Endemic Setting: What Is the Optimal Strategy for Screening of Carriage? *J Fungi Basel Switz.* 29 déc 2023;10(1):26. doi:10.3390/jof10010026 PubMed PMID: 38248936; PubMed Central PMCID: PMC10817263.
63. Bergeron G, Bloch D, Murray K, Kratz M, Parton H, Ackelsberg J, et al. *Candida auris* Colonization After Discharge to a Community Setting: New York City, 2017-2019. *Open Forum Infect Dis.* janv 2021;8(1):ofaa620. doi:10.1093/ofid/ofaa620 PubMed PMID: 33511238; PubMed Central PMCID: PMC7814391.
64. Frías-De-León MG, Betancourt-Cisneros P, Martínez-Herrera E, Zarate-Segura PB, Castro-Fuentes CA, García-Salazar E. Current Overview of Environmental Disinfection and Decolonization of *C. auris*: A Systematic Review from 2020 to 2025. *Trop Med Infect Dis.* 2 juin 2025;10(6):155. doi:10.3390/tropicalmed10060155 PubMed PMID: 40559722; PubMed Central PMCID: PMC12197617.
65. Du Y, Lu Y, Qiao F, Jin H, Lin S, Wang Z, et al. Methods for skin load reduction of *Candida auris*: a systematic review. *Antimicrob Resist Infect Control.* 22 févr 2026. doi:10.1186/s13756-026-01719-6
66. Elbahr U, Khairy A, Dayyab F, Delos Reyes CS, Pastrana J, Vineeth C, et al. Can daily bathing with 4% chlorhexidine + daily chlorhexidine wipe for 1 week be effective in decolonizing *Candida auris* colonization? *Eur J Clin Microbiol Infect Dis Off Publ Eur Soc Clin Microbiol.* févr 2024;43(2):243-7. doi:10.1007/s10096-023-04723-5 PubMed PMID: 38012351.
67. Schelenz S, Hagen F, Rhodes JL, Abdolrasouli A, Chowdhary A, Hall A, et al. First hospital outbreak of the globally emerging *Candida auris* in a European hospital. *Antimicrob Resist Infect Control.* 2016;5:35. doi:10.1186/s13756-016-0132-5 PubMed PMID: 27777756; PubMed Central PMCID: PMC5069812.
68. Gussin GM, Singh RD, Kleinman K, Saavedra R, Shimabukuro JA, Flores EA, et al. Can chlorhexidine bathing reduce *Candidozyma auris* shedding? *Clin Infect Dis Off Publ Infect Dis Soc Am.* 30 déc 2025;ciaf704. doi:10.1093/cid/ciaf704 PubMed PMID: 41468150; PubMed Central PMCID: PMC12952228.