

Diagnostic mycologique des infections fongiques superficielles : recommandations françaises ANOFEL/LABAC

Charline Miossec^{1,2}, Hélène Guegan^{2,3}, Noémie Coron^{4,5}, Nawel Ait-Ammar^{5,6}, Arnaud Fekkar^{2,7}, Stéphane Ranque^{2,8}, Frédérique Boquel^{9,10}, Marc Pihet^{2,11}, Anne Debourgogne^{2,12}, Sophie Brun^{2,13}, Jean-Marc Giannoli^{5,14}, Florence Robert-Gangneux^{2,3}, Alicia Moreno-Sabater^{2,15}

¹ Service de Parasitologie-Mycologie, Institut des agents infectieux, Hospices civils de Lyon, Lyon, France ; Laboratoire de Biologie Médicale de Référence (LBMR) : « Diagnostic des mycoses de la peau et des phanères »

² Collège des Enseignants de Parasitologie et Mycologie médicales (ANOFEL), France

³ Laboratoire de Parasitologie-Mycologie, CHU de Rennes, Centre National de Référence pour les mycoses et antifongiques - Laboratoire associé Aspergillose chroniques, 35000 Rennes, France

⁴ Laboratoire Biogroup Côte d'Azur, Secteur spécialisé de Parasitologie-Mycologie, 130 impasse des Bruyères, Mouans-Sartoux, France

⁵ Réseau de Laboratoires de biologie médicale accrédités (LABAC), France

⁶ Laboratoire Cerballiance IDF Sud, 41 rue du Bois Chaland 91090 Lisses, France

⁷ Sorbonne Université, CIMI-Paris, AP-HP, Service de Parasitologie-Mycologie, Hôpital de La Pitié-Salpêtrière, F-75013 Paris, France ; CNR INuSuAle (Identification Numérique, Surveillance, Alerte), laboratoire associé au CNR des Mycoses invasives et Antifongique - site La Pitié-Salpêtrière ; Laboratoire de Biologie Médicale de Référence (LBMR) : « Diagnostic des dermatophytes et infections apparentées »

⁸ Parasitologie-Mycologie, Aix Marseille Université, AP-HM, 13005 Marseille, France

⁹ Groupe Inovie, site Madeleine

¹⁰ AP-HP, Service de Parasitologie Mycologie, Hôpital Henri Mondor, Créteil, France

¹¹ « Laboratoire de Parasitologie-Mycologie, Institut de Biologie en Santé, Centre Hospitalier Universitaire, Angers, France ; Laboratoire de Biologie Médicale de Référence (LBMR) : « Diagnostic des dermatophytoses »

¹² Université de Lorraine, CHRU-Nancy, Microbiologie, F-54000 Nancy, France

¹³ Service de Parasitologie-Mycologie, Hôpital Avicenne, AP-HP, Bobigny, France. INSERM UMR 1137, IAME, Université Sorbonne Paris Nord, Bobigny, France

¹⁴ Cerballiance, Cerba HealthCare, AURA, plateau technique de Lyon-Bron, France

¹⁵ Sorbonne Université, INSERM, Centre d'Immunologie et Maladies infectieuses (CIMI-Paris), AP-HP, Hôpital Saint Antoine, Service de Parasitologie-Mycologie, Paris, France

Origine du travail : Groupe de travail entre membres de l'Association des Laboratoires de Biologie Accrédités (LABAC) et le Collège des Enseignants de Parasitologie et Mycologie médicales (ANOFEL)

Correspondance : C. Miossec, charline.miossec@chu-lyon.fr

Mots-clés

mycologie, mycose superficielle, dermatophyte, levure, moisissure, accréditation, microbiologie, méthode

Résumé

Les infections fongiques superficielles de la peau et des phanères, principalement dues à des dermatophytes mais également à des levures ou des moisissures, présentent une grande diversité clinique et constituent un motif fréquent de consultation. L'évolution récente de l'épidémiologie, marquée par l'émergence de dermatophytoses cutanées étendues, souligne la nécessité d'un diagnostic mycologique rigoureux. Le développement des techniques d'amplification des acides nucléiques (TAAN) et les progrès de la protéomique (MALDI-TOF) amènent à reconsidérer la place des méthodes conventionnelles, sans toutefois s'y substituer. Ce travail a pour objectif de guider les biologistes et les auditeurs du COFRAC dans le positionnement et la mise en œuvre des différentes techniques disponibles, afin d'harmoniser les pratiques et d'améliorer la qualité du diagnostic mycologique.

Mycological diagnosis of superficial fungal infections: French ANOFEL/LABAC recommendations

Keywords

mycology, superficial mycoses, dermatophyte, yeast, mold, microbiology

Abstract

Superficial fungal infections, mainly caused by dermatophytes but also by yeasts or molds, exhibit wide clinical variability and are a common reason for medical consultation. Recent epi-

mycological trends, particularly the emergence of extensive cutaneous dermatophytoses, highlight the need for rigorous mycological diagnosis. The development of nucleic acid amplification techniques (NAAT) and advances in proteomics (MALDI-TOF) have prompted a reassessment of the role of conventional methods, without replacing them. These recommendations aim to guide biologists and COFRAC auditors in selecting and implementing the various available techniques, in order to harmonize practices and improve the overall quality of mycological diagnosis.

1. Introduction et objectifs

Les infections fongiques superficielles de la peau et des phanères constituent un motif fréquent de consultation, aussi bien en médecine de ville qu'à l'hôpital. Principalement causées par des dermatophytes mais aussi par des levures ou des moisissures, ces infections peuvent entraîner des manifestations cliniques diverses, allant d'atteintes localisées à très étendues.

Le diagnostic et le traitement de ces infections posent des défis croissants, en particulier dans un contexte épidémiologique en pleine évolution. L'émergence, ces dernières années, de dermatophytoses étendues parfois multirésistantes aux antifongiques, impose une vigilance accrue afin d'en limiter la diffusion. Ainsi, l'épidémie due à *Trichophyton indotineae*, initialement décrite en Inde [1-3], s'étend progressivement à travers le monde [4]. Plus récemment, le génotype VII de *Trichophyton mentagrophytes* a été identifié comme responsable d'infections étendues survenant à la suite de contacts cutanés directs au cours de rapports sexuels [5, 6].

Le diagnostic mycologique joue un rôle fondamental en permettant l'identification précise de l'agent pathogène et en orientant le choix thérapeutique. Il repose sur une expertise portant tant sur la réalisation du prélèvement des lésions que sur les techniques employées pour l'isolement et l'identification de l'agent pathogène ainsi que l'interprétation globale des résultats.

Sollicité par l'Association des Laboratoires de Biologie Accrédités (LABAC), le Collège des Enseignants de Parasitologie et Mycologie médicales (ANOFEL) a constitué un groupe de travail

destiné à fixer un cadre pour la réalisation de l'examen mycologique de la peau et des phanères aux laboratoires de biologie médicale. Ce travail précise et complète le Guide des analyses et pratiques diagnostiques [7], en tenant compte de l'apport récent des techniques d'amplification des acides nucléiques (TAAN) et des techniques protéomiques d'identification des champignons (MALDI-TOF). Sont exclues de ce travail : les infections cutanées secondaires aux infections profondes, les infections cutanées par inoculation et les études de la colonisation fongique (cartographies).

Ces propositions ont pour objectifs d'améliorer et harmoniser les pratiques des laboratoires de biologie médicale hospitaliers ou de ville, qu'ils soient experts ou non dans le domaine. Ceci permettra d'assurer un service médical rendu optimal, et de guider leur audit par le COFRAC, en lien avec les données scientifiques les plus récentes et les réalités de terrain. Ce travail a été présenté lors de la conférence conjointe ANOFEL-LABAC le 11 septembre 2024.

2. Méthodologie

Constitution d'un groupe de travail comprenant des mycologues hospitalo-universitaires et hospitaliers ayant une expertise dans le diagnostic des infections fongiques superficielles et de biologistes médicaux issus de LABM privés responsables de l'activité de mycologie.

Enquêtes auprès des membres d'ANOFEL au sujet des propositions concernant l'utilisation des

TAAN, l'identification de champignons filamenteux et l'interprétation de levures en culture.

Analyse bibliographique : recueil des données de la littérature sur l'évaluation des TAAN. Sollicitation de membres de la Société Française de Mycologie Médicale (SFMM) et analyse bibliographique concernant deux éléments sans consensus : les délais d'arrêt de traitement antifongique avant la réalisation du prélèvement et l'interprétation de la présence de levures seule en culture.

3. Recommandations pré-analytiques

Le prélèvement constitue la phase cruciale du diagnostic, conditionnant la fiabilité des résultats. Pour être de bonne qualité, il doit :

- Respecter des préconisations en amont.
- Être orienté par la clinique.
- Être réalisé par du personnel expérimenté, avec du matériel adéquat, au bon endroit et en quantité suffisante.

3.1. Préconisations en amont du prélèvement

Il est d'usage de respecter une fenêtre thérapeutique antifongique avant le prélèvement afin que les cultures ne soient pas faussement négatives. En effet, la plupart des procédures de laboratoire préconisent 3 mois d'arrêt de traitement *per os* et de solution filmogène et 15 jours d'arrêt pour les traitements locaux par crèmes, pommades ou poudres. Passé ces délais, la substance serait indétectable au niveau des ongles, des cheveux et de la peau. À défaut d'être étayés par des publications scientifiques, ces délais sont peu référencés, motivant la constitution d'un groupe de travail de la SFMM sur le sujet. Les rares publications existantes concernent la terbinafine orale ou locale et l'amorolfine sous forme

de vernis [8-10]. Il ne ressort aucune donnée des notices des antifongiques et de leurs Résumé des Caractéristiques du Produit. Les firmes pharmaceutiques, commercialisant ces produits, ont été contactées et leurs réponses apportent des données de demi-vie, soit des concentrations sanguines et non de la biodisponibilité au niveau de la peau et des phanères. Globalement, il ressort donc un manque de données pour établir des recommandations avec un niveau de preuve élevé. Concernant les produits cosmétiques commercialisés pour lutter contre les mycoses (type, Excilor®, huile essentielle de tea tree...), aucune donnée n'est disponible. Les recommandations de la SFMM sont précisées dans le [tableau 1](#).

Parmi les autres préconisations recommandées :

- S'abstenir d'appliquer des produits cosmétiques (crèmes, huiles essentielles, émollients...) avant la réalisation du prélèvement. Ces produits gras peuvent gêner la lecture de l'examen direct.
- Nettoyer à l'eau et au savon les zones concernées le jour de la réalisation du prélèvement pour réduire la croissance de contaminants en culture (bactéries de la flore ou champignons de l'environnement).

3.2. Orientation par la clinique

Tout examen clinique débute par un interrogatoire bien mené afin d'identifier des données permettant d'orienter le prélèvement, le diagnostic et d'adapter la conclusion. Une liste des éléments à recueillir est proposée dans le [tableau 2](#). En fonction de l'importance de l'élément recueilli, il est classé en recommandé, acceptable ou non recommandé ([tableau 3](#)). L'examen clinique proprement dit s'intéressera au site mentionné sur la prescription mais également aux autres sites atteints pour étayer ou affiner le diagnostic ([tableau 4](#)). *Trichophyton rubrum*, par exemple, peut aussi bien toucher les ongles que les espaces inter-orteils, les plantes voire les grands plis.

Tableau 1. Gradation des recommandations sur les préconisations à avoir en amont du prélèvement.

Pratique recommandée	Respecter une fenêtre thérapeutique antifongique : - Pour un traitement systémique : 1 mois (itraconazole) à 3 mois (terbinafine). - Pour un traitement local par solution filmogène : • En cas d'exposition prolongée, arrêt minimal de trois mois • En cas d'application épisodique ou irrégulière, un mois d'arrêt peut suffire - Pour un traitement local par crème, pommade, poudre, lotion... : 2 semaines SAUF en cas de suspicion de résistance à la terbinafine et en cas de recherche de teigne Ne pas appliquer de produits cosmétiques
Pratique acceptable	Réaliser le prélèvement - Sans fenêtre thérapeutique antifongique ou arrêt précoce mais en associant une interprétation adaptée en cas de discordance examen direct positif et/ou PCR positive avec une culture négative - Sur un site sur lequel a été appliqué un kit cosmétique, une huile essentielle, un émoullient... En cas de lecture difficile de l'examen direct, l'indiquer sur le compte rendu
Pratique non recommandée	Réaliser le prélèvement : - Sans fenêtre thérapeutique antifongique et sans en tenir compte dans l'interprétation des discordances examen direct et/ou PCR positif/culture négative

Tableau 2. Proposition d'éléments à recueillir lors de l'interrogatoire.**Antécédents médicaux**

- Immunodépression
- Diabète
- Terrain vasculaire (insuffisances veineuses...)
- Maladie dermatologique sous-jacente (eczéma, psoriasis...)
- Application de dermocorticoïdes
- Traitements médicamenteux en cours

Contacts

- Animaux (chats, hamster...)
- Autres cas dans l'entourage (membres de famille, camarades, collectivités...)

Profession/habitudes de vie/activités

- Port de chaussures de sécurité, de gants, les ablutions rituelles et tout élément favorisant l'humidité et la macération
- Sport : piscine, judo, football ou autres sport favorisant les contacts humides ou la macération
- Fréquentation des douches collectives, des hammams...
- Pratique sportive type trail ou autre favorisant les traumatismes unguéaux
- Jardinage ou autre contact avec le sol, la terre...

Séjour à l'étranger (DOM-TOM, pays tropicaux, Asie...) pouvant orienter vers un genre de champignons

Évolution des lésions

- Début des symptômes
- Cinétique d'apparition des lésions
- Prélèvements antérieurs et résultats

Traitements antifongiques

- Topiques et/ou systémiques
- Traitement en cours/date d'arrêt du traitement

3.3. Préleveur

Les préleveurs autorisés par la législation en vigueur ([tableau 5](#)) doivent être formés, qualifiés et habilités et leurs compétences maintenues pour la réalisation des prélèvements superficiels de la peau et des phanères au sein du laboratoire. La réalisation des prélèvements peut, sous certaines conditions, être déléguée à d'autres professionnels de santé, tels que les pédicures-podologues. Cette délégation d'acte est rendue possible par

la mise en œuvre d'un protocole de coopération validé par l'Agence régionale de santé (ARS). Ce dispositif permet d'optimiser les parcours de soins, tout en assurant la qualité et la sécurité des pratiques professionnelles dans le respect du cadre réglementaire.

3.4. Matériel et contenants

Le matériel de prélèvement et les contenants pour le recueil des échantillons doivent être stériles.

Tableau 3. Gradation de recommandation de recueil de renseignements cliniques.

Pratique recommandée	Recueillir au minimum les renseignements cliniques suivants : - Antécédent de traitement antifongique/date d'arrêt du traitement - Immunodépression - Application de produits cosmétiques
Pratique acceptable	Réaliser le prélèvement : - Sans la notion d'un traitement antifongique antérieur ou en cours mais en associant au résultat une interprétation adaptée en cas de discordance examen direct et/ou PCR positif/culture négative - Sans la notion d'immunodépression mais en associant au résultat une interprétation en cas de culture à moisissure opportuniste retenue comme pathogène (cf. 5.3.2) - D'un site sur lequel a été appliqué un kit cosmétique, une huile essentielle, un émollient en mentionnant sur le compte rendu l'impact sur le résultat de l'examen direct (lecture difficile...) le cas échéant
Pratique non acceptable	Réaliser le prélèvement : - Sans la notion d'un traitement antifongique antérieur ou en cours et sans en tenir compte dans l'interprétation en cas de discordance examen direct et/ou PCR positif/culture négative - Sans la notion d'immunodépression et sans associer au résultat une interprétation en cas de culture à moisissures opportunistes (ex : <i>Fusarium</i>...)

En effet, les spores de moisissures pouvant être présentes dans l'air et sur les surfaces à prélever pourrait fausser le résultat des cultures. Du matériel de prélèvement réutilisable est à privilégier, notamment pour les ongles, en raison de l'absence de matériel à usage unique adapté pour leur découpe (tableau 6). Du matériel jetable (à usage unique) pour le prélèvement de squames superficielles peut être utilisé. Un protocole unique de décontamination du matériel réutilisable n'est pas proposé ici mais les laboratoires doivent s'as-

Tableau 4. Gradation des recommandations relatives à l'examen clinique.

Pratique recommandée	Ne pas se limiter à la seule localisation prescrite sur l'ordonnance : - Examiner les deux pieds, les mains, les grands et petits plis..., rechercher des lésions cutanées en cas de teigne... - Réaliser au minimum un prélèvement par type de lésion en cas d'atteintes multiples sur une même localisation (ex : intertrigo ± onychomycose ± atteinte plantaire ± pli inguinal...)
Pratique acceptable	Réaliser, au minimum, le prélèvement comme demandé sur la prescription.
Pratique non acceptable	Multiplier les prélèvements sans justification clinique (même type de lésion, même localisation, exemple : tous les ongles d'un même pied)

Tableau 5. Gradation des recommandations concernant les préleveurs.

Pratique recommandée	Personnel autorisé selon la législation en vigueur (dont Arrêté du 13/08/2014 https://www.legifrance.gouv.fr/loda/id/JORFTEXT000029401851) Formation, qualification, habilitation et maintien des compétences du personnel
Pratique acceptable	Protocole de coopération pour les personnes non autorisées de droit (podologues...)
Pratique non acceptable	Réalisation du prélèvement par le patient ou par du personnel non autorisé

surer que leurs dispositions sont conformes aux recommandations de la Société Française d'Hygiène Hospitalière (SF2H) [11].

3.5. Réalisation du prélèvement

La qualité du prélèvement constitue une étape essentielle du diagnostic mycologique des infections fongiques superficielles. Le respect des techniques spécifiques adaptées à chaque type de lésion, à la localisation et au type d'infection suspectée vise à

Tableau 6. Gradations des recommandations sur le matériel utilisé pour la réalisation du prélèvement.

Pratique recommandée	Utilisation de matériel réutilisable , avec respect des recommandations de la SF2H pour la désinfection Utilisation d'écouvillons secs humidifiés ou avec milieux de transport en fonction des techniques utilisées (compatibles avec la biologie moléculaire le cas échéant) L'usage de compresses, moquettes ou brosses à dent stériles est également possible, notamment pour les teignes Recueil des squames dans des boîtes stériles fermées hermétiquement
Pratique acceptable	Utilisation de matériel à usage unique pour le grattage (squames cutanées...) ou le prélèvement de cheveux
Pratique non acceptable	Utilisation de matériel de prélèvement et de recueil non stériles Non-respect des recommandations de la SF2H pour la désinfection du matériel réutilisable

garantir la fiabilité de l'examen par l'obtention d'un prélèvement représentatif, en quantité suffisante et non contaminé (tableaux 7, 8 9).

La quantité d'échantillon prélevée doit être suffisante pour permettre au minimum la réalisation d'un examen direct et la mise en culture pour le nombre minimum de milieux prévu dans les dispositions du laboratoire.

Le nettoyage préalable de la lésion est nécessaire afin d'éliminer les contaminants superficiels. L'usage de l'alcool étant controversé en raison du potentiel risque de résultats faussement négatifs, il peut être remplacé par l'utilisation d'eau et de savon (cf. préconisations en amont du prélèvement).

3.5.1. Peau glabre

Le prélèvement cutané doit cibler la zone la plus active de la lésion, c'est-à-dire :

- Le bord périphérique en cas de lésion de type dermatophytique : bien délimitée par une bordure inflammatoire.

Tableau 7. Gradation des recommandations sur le prélèvement de la peau glabre.

Pratique recommandée	Prélèvement selon la nature de la lésion : - Lésion squameuse : obtention de squames par grattage • <i>En cas de suspicion de malasseziose, appliquer après grattage une cellophane adhésive</i> - Lésion suintante : écouvillonnage. Réalisation au minimum : • Soit de deux écouvillons secs préalablement humidifiés et utilisation d'un écouvillon pour l'examen direct et de l'autre pour la culture • Soit d'un écouvillon avec milieu de transport et examen direct et mise en culture à partir du liquide
Pratique acceptable	Prélèvement des lésions peu squameuses par grattage puis : - Application de cellophane adhésive pour l'examen direct : suffisant uniquement en cas de suspicion de malasseziose - Écouvillonnage de la zone de grattage pour la culture
Pratique non acceptable	Grattage au centre d'une lésion annulaire Réalisation d'un seul écouvillon sec pour l'examen direct et la culture

- Le fond du pli en cas de lésion de type candidosique (suintante).
- Les tâches pigmentées ou dépigmentées en cas de suspicion de malasseziose.

3.5.2. Prélèvement des cheveux et poils

Le prélèvement doit inclure des squames et des cheveux infectés cassés courts au niveau de la plaque d'alopecie et en périphérie. Il est important de ne pas couper les cheveux car les filaments fongiques sont localisés à la racine du cheveu, ni de prélever des cheveux qui ne s'arrachent pas facilement (probablement sains). L'examen à la lampe de Wood peut orienter sur le genre de dermatophyte responsable de la lésion mais il n'est pas indispensable au diagnostic mycologique.

Tableau 8. Gradation des recommandations sur le prélèvement de cheveux et de poils.

Pratique recommandée	Examen à la lampe de Wood de la plaque d'alopecie. Prélèvement : - Lésion squameuse : obtention de squames et de cheveux/poils cassés courts par grattage - Lésion peu squameuse ou suintante : • Grattage des croûtes et des squames pour l'examen direct • Écouvillonnage pour la culture Épilation de cheveux/poils qui s'arrachent facilement s'ils n'ont pas été récupérés en quantité suffisante lors du grattage
Pratique acceptable	Absence d'examen à la lampe de Wood pour un prélèvement de teigne du cuir chevelu
Pratique non acceptable	Prélèvement de cheveux qui ne s'arrachent pas facilement ou de la partie distale du cheveu après l'avoir coupé

En cas de lésion suintante (sycosis de la barbe, du pubis, kérion), le prélèvement est réalisé au sein de la zone inflammatoire, par grattage des croûtes puis écouvillonnage et en prélevant à la pince à épiler les poils/cheveux qui s'arrachent facilement.

3.5.3. Prélèvement des ongles

La zone à prélever est différente selon le type d'atteinte. En cas d'atteinte disto-latérale, il est impératif de prélever à la limite entre la zone saine et la zone malade. Les prélèvements unguéaux trop distaux, limités au bord libre, sont une cause majeure de résultats faussement négatifs lors des examens mycologiques. En cas de leuconychie ou d'atteinte proximale, un prélèvement en surface – complété d'un grattage plus profond si nécessaire – permet d'atteindre la zone infectée. Un écouvillonnage est réalisé en cas de périonyxis.

Tableau 9. Gradation des recommandations sur le prélèvement des ongles.

Pratique recommandée	Prélèvement d'atteinte disto-latérale : - Découpe de l'ongle et élimination du bord libre - Grattage des squames sous-unguéales à la limite entre la zone saine et la zone malade Prélèvement de l'atteinte proximale : - Grattage de la surface de l'ongle Prélèvement de lésion suintante/périonyxis : écouvillonnage. Réalisation au minimum : • Soit de deux écouvillons secs préalablement humidifiés et utilisation d'un écouvillon pour l'examen direct et de l'autre pour la culture • Soit d'un écouvillon avec milieu de transport et examen direct et mise en culture à partir du liquide
Pratique non acceptable	Écouvillonnage en l'absence de pus ou de lésion suintante Grattage superficiel pour une atteinte distale Recueil du bord libre ou de morceaux d'ongles pour la culture

3.6. Transport et conservation pré-analytique

Les squames et cheveux ne sont pas des échantillons fragiles. Ils peuvent être transportés et conservés sans précautions particulières en termes de température et de durée sans qu'il n'y ait d'impact, notamment en cas de réensemencement (tableau 10).

4. Recommandations analytiques

Une fois le prélèvement de la lésion réalisé, la phase analytique comprend trois étapes : l'observation microscopique du produit pathologique, la mise en culture de celui-ci et enfin l'identification de l'agent causal.

Tableau 10. Gradation des recommandations sur le transport des échantillons.

Pratique recommandée	Prélèvements de squames, cheveux et ongles : – Température ambiante – Plusieurs semaines en respectant un délai compatible avec la prise en charge du patient Écouvillons avec milieu de transport : – Se référer à la notice. Les dermatophytes peuvent être considérés comme des microorganismes résistants
Pratique acceptable	Conservation des échantillons à une température réfrigérée

Il s'agit donc d'une approche classique de microbiologie pour laquelle la mise en évidence de l'agent causal repose sur l'observation directe du pathogène associé à sa culture. Des avancées notables dans l'identification sont néanmoins apparues ces dernières années, la spectrométrie de masse et le séquençage.

4.1 Examen direct

L'examen direct constitue la première étape incontournable dans la démarche diagnostique des mycoses superficielles ([tableau 11](#)). Il permet une visualisation immédiate des structures fongiques (hyphes, spores, levures) à partir d'un prélèvement unguéal, cutané ou de cheveu. Cet examen est réalisé en microscopie optique, généralement après clarification dans une solution de potasse (KOH) entre 10 % et 30 %, éventuellement associée à un colorant. Ce colorant peut-être le noir chlorazol qui améliore la sensibilité de l'examen direct en colorant les structures fongiques en gris, ou le bleu lactique/bleu lactophénol souvent utilisé pour colorer les squames prélevées par la méthode de la cellophane adhésive lors d'une recherche de *Malassezia* spp. [12].

L'examen direct est simple, rapide et peu coûteux mais requiert un lecteur expérimenté. Il permet

Tableau 11. Gradation des recommandations sur la réalisation de l'examen direct des échantillons.

Pratique recommandée	Réaliser un examen direct pour les prélèvements superficiels Utiliser un agent éclaircissant (e.g. potasse) Rendre le résultat de l'examen direct le jour de la réalisation du prélèvement ; avec le type de parasitisme en cas de teigne
Pratique acceptable	Ne pas réaliser d'examen direct dans certaines situations – De façon exceptionnelle lorsque ce n'est pas possible en le justifiant (e.g. « quantité insuffisante ») et en le précisant dans le compte rendu – En l'absence de recommandation, il peut être suggéré qu'il ne soit pas réalisé dans certains cas de mise en place d'une stratégie diagnostique alternative reposant sur la biologie moléculaire (cf. 4.5.2) Ne pas rendre le type de parasitisme en cas de teigne (absence/présence suffisant) Rendre le résultat de l'examen direct : – Hors teignes : en même temps que le résultat de la culture – Teignes : ≤ 2 jours ouvrés après réception
Pratique non acceptable	Absence de réalisation d'examen direct sans justification Réalisation d'un examen direct sans agent éclaircissant Rendu tardif de l'examen direct en cas de teigne (> 2 jours ouvrés après réception)

d'orienter immédiatement la prise en charge thérapeutique en confirmant la présence de structures fongiques et doit donc être réalisé dans les suites du prélèvement. En cas de suspicion de teigne, un rendu rapide de l'examen direct est exigé compte tenu de l'implication d'un résultat positif sur la prise en charge thérapeutique du patient. Ainsi, en cas de résultat d'examen direct positif, le prescripteur doit être systématiquement informé.

4.2 Culture mycologique

La culture est l'étape de référence pour prouver le diagnostic fongique (tableau 12). Elle permet l'isolement de l'agent fongique causal, son identification précise, et dans certains cas la détermination de son profil de sensibilité aux antifongiques. Les milieux utilisés sont généralement le Sabouraud avec antibiotiques (gentamicine, chloramphénicol) additionnés ou non d'actidione (cycloheximide), afin d'inhiber les bactéries et de limiter ou inhiber la croissance de champignons contaminant (environnementaux ou commensaux). L'ensemencement se fait sous poste de sécurité microbiologique de type II [12] et l'incubation est réalisée à température ambiante (20 à 30 °C), selon les pratiques du laboratoire.

Historiquement, l'identification des dermatophytes et des moisissures repose sur une approche

traditionnelle de macro-microscopie prenant en compte à la fois l'aspect macroscopique des colonies sur la gélose (vitesse de croissance, pigmentation du recto et du verso, aspect de la surface, texture) et l'examen microscopique de la culture, notamment les structures de reproduction propres à chaque genre et espèce. L'examen microscopique de la culture repose pour les filamenteux sur la méthode du drapeau ; elle consiste à apposer sur la colonie un morceau de cellophane adhésive fixé préalablement à une öse stérile puis à poser l'ensemble sur une lame montée avec une goutte de bleu lactophénol.

Les délais de croissance varient selon les espèces ; certaines colonies se développant en quelques jours, d'autres en plusieurs semaines. Des délais de 5 à 6 semaines sont possibles pour *Onychocola canadensis* (renommé *Arachnomycetes nodosus*).

Tableau 12. Gradation des recommandations sur les conditions de culture des échantillons.

Pratique recommandée	Plusieurs points d'ensemencement (> 2) Deux milieux : actidione et sans actidione ± milieux spécifiques Incubation 4 semaines ou jusqu'à identification du/des pathogène(s) impliqués (en cas d'examen direct positif, une culture stérile à 4 semaines peut être prolongée jusqu'à 6 semaines) Température d'incubation : 25 ± 5 °C (soit entre 20 et 30 °C)
	Deux points d'ensemencement Un seul milieu sans actidione si et seulement si le prélèvement est en quantité insuffisante
Pratique non acceptable	Un seul milieu sans actidione si le prélèvement est en quantité suffisante pour ensemer deux milieux Un seul milieu avec actidione Pooler différentes localisations lors de l'ensemencement Non-réalisation de la culture sauf en cas de réalisation d'une technique de biologie moléculaire dans un cadre déterminé (cf. proposition arbre décisionnel figure 1)

4.3 Identification

4.3.1. Identification par spectrométrie de masse MALDI-TOF

L'utilisation de la spectrométrie de masse de type MALDI-TOF (*Matrix Assisted Laser Desorption Ionisation - Time Of Flight*) est désormais un outil central dans l'identification rapide des champignons filamenteux, y compris des dermatophytes même si elle demeure moins précise pour ces derniers [13]. Pour être efficace, l'extraction des protéines fongiques doit être de bonne qualité, généralement réalisée à partir de colonies cultivées depuis 7 à 10 jours. L'identification peut se faire à partir de cultures primaires ou de colonies repiquées sur milieux validés. Certaines géloses facilitent le processus d'identification en réduisant le temps d'incubation nécessaire pour la pousse des dermatophytes et en améliorant le prélèvement des colonies grâce à une membrane limitant la pousse du champignon au sein de la gélose (Id-Fungi Plates™, Conidia, France). L'exactitude de l'identification dépend aussi de la base de données utilisée. Il convient de ne pas se fier

exclusivement à la spectrométrie de masse et de la mettre en parallèle de l'analyse macro-microscopique (tableau 13). La spectrométrie de masse est particulièrement utile pour l'identification du pathogène émergent et résistant *T. indotineae*. Celui-ci est très proche de *T. mentagrophytes* auquel il était auparavant apparenté en tant que génotype VIII. Des études récentes ont démontré la capacité du MALDI-TOF à le distinguer grâce à la présence d'un pic spécifique à 6 845 Da et à l'absence du pic à 6 834 Da [14-16]. A contrario, ces pics sont respectivement absents et présents chez *Trichophyton interdigitale*. Cette identification permet d'orienter la prise en charge thérapeutique, en particulier dans les cas d'échec au traitement par terbinafine, puisqu'un nombre important des isolats de *T. indotineae* sont résistants à la terbinafine. Il est toutefois important de noter que la spectrométrie ne permet pas de détecter les mutations de résistance, ce qui peut justifier des analyses complémentaires.

4.3.2. Identification par séquençage moléculaire

Le séquençage de régions cibles de l'ADN fongique est utilisé lorsque l'identification par culture et/ou

MALDI-TOF n'est pas concluante. Cette méthode est également indiquée pour l'identification précise d'espèces appartenant à des complexes cryptiques ou en cas d'infections atypiques.

Les régions le plus souvent séquencées incluent l'ITS (*Internal Transcribed Spacer*) et le gène *TEF1* (*Translation Elongation Factor 1-alpha*). Le séquençage permet une discrimination fine entre espèces proches, en particulier dans les genres comme *Trichophyton* spp. Il s'agit toutefois d'une approche spécialisée nécessitant des compétences spécifiques et un accès à du matériel dédié. Le choix de la base de données de référence pour la comparaison des séquences obtenues est primordial.

4.3.3. Stratégie analytique

Il est recommandé de combiner systématiquement les méthodes d'examen direct, de culture et d'identification rapide (MALDI-TOF) afin d'obtenir un diagnostic mycologique fiable. L'utilisation de milieux adaptés, le respect des conditions d'incubation et la conservation éventuelle des échantillons sont essentiels pour optimiser les chances d'isolement. En présence de souches résistantes ou d'identification incertaine, l'appui de techniques moléculaires (séquençage) est indispensable et le recours à des centres experts sera profitable. Dans tous les cas, la communication entre cliniciens et biologistes est primordiale pour interpréter les résultats dans leur contexte clinique et orienter la prise en charge du patient.

4.4. Étude de la sensibilité aux antifongiques

L'évaluation de la sensibilité à la terbinafine doit être envisagée en cas d'échec clinique, de rechute précoce, ou de suspicion d'infection par une souche résistante notamment *T. indotineae* [17].

À ce jour, aucun test commercialisé ne permet une évaluation standardisée de la sensibilité aux antifongiques chez les dermatophytes. Les tests actuellement disponibles reposent sur l'utilisation

Tableau 13. Gradation des recommandations sur l'identification des dermatophytes.

Pratique recommandée	Observation macro/microscopique avec un colorant adapté : rendu des dermatophytes au complexe d'espèce En l'absence de recommandation, l'utilisation de la spectrométrie de masse MALDI-TOF avec une base adaptée (MSI 2) peut être envisagée : - Pour les laboratoires ayant déjà l'expertise dans cette approche, pour l'identification des moisissures et des dermatophytes hors complexes <i>T. rubrum</i>, <i>T. soudanense</i> et <i>T. violaceum</i> - Pour aider au diagnostic en cas de suspicion d'une infection par <i>T. indotineae</i>
Pratique non acceptable	Spectrométrie de masse seule sans confrontation à la macroscopie/microscopie

de milieux de culture imprégnés d'antifongiques, dont la mise en œuvre et l'interprétation nécessitent une expertise spécifique [18, 19].

Il est donc recommandé d'adresser les souches à un laboratoire expert, qui pourra apprécier la pertinence de la demande et réaliser, le cas échéant, une évaluation de la sensibilité selon des protocoles validés.

4.5. Place de la biologie moléculaire dans le diagnostic de dermatophytoses

Le développement récent d'outils moléculaires et en particulier de TAAN multiplexes ciblant les dermatophytes permet de réduire le délai diagnostique et d'optimiser la détection de ces champignons. Des kits commercialisés ciblant des panels de dermatophytes sont progressivement mis sur le marché (tableau 14). À ce jour, leur utilisation est encore restreinte et nécessite des efforts de standardisation pour répondre aux exigences d'accréditation des analyses de biologie médicale. Des validations cliniques robustes de ces outils sont encore peu rapportées et incluent le plus souvent uniquement des ongles, en effectifs limités. La place de ces PCR au sein des outils diagnostiques conventionnels doit être définie et cadrée, en particulier car ces outils ne détectent pas l'ensemble des champignons responsables d'atteintes des phanères. Bien que moins prévalentes, les moisissures et pseudo-dermatophytes occupent une place non négligeable au sein des agents responsables d'atteintes superficielles, en particulier dans certaines zones géographiques chaudes dont les DOM-TOM.

L'enjeu est donc de proposer un positionnement des PCR ciblant les dermatophytes au sein de l'arsenal diagnostique mycologique conventionnel (examen direct et culture), i) sans perte de sensibilité sur les champignons hors cible et ii) qui permette l'optimisation des flux de prélèvements, incluant un allègement des cultures mycologique et un gain de temps technique.

4.5.1. Choix du panel de PCR dermatophyte et performances

L'ensemble des kits de PCR commercialisés permettent la détection des complexes *T. rubrum* et *T. interdigitale*, parfois sans distinction d'espèce (tableau 14). Si l'espèce émergente *T. indotineae* n'est pas ciblée spécifiquement par les kits actuels, cette espèce est détectée au sein du complexe *T. mentagrophytes*. Beaucoup de trousses ne différencient pas les espèces au sein du genre *Microsporum*, ce qui, dans le cas de teigne, limite la possibilité de distinguer une origine zoophile d'une origine anthropophile et l'enquête épidémiologique associée. La détection combinée de marqueurs moléculaires associés à la résistance à la terbinafine de *Trichophyton* est possible, mais tester la sensibilité à la terbinafine à partir d'un isolat reste primordial lorsqu'on suspecte un échec thérapeutique lié à une souche résistante.

Au-delà des dermatophytes, la plupart des kits associent également la détection de levures, en particulier de *Candida albicans*, mais l'interprétation d'une PCR *Candida* positive est difficile sans les résultats de la mycologie standard. De même, des moisissures sont ciblées par quelques trousses – notamment *Scopulariopsis*, parfois associé à *Aspergillus* ou *Fusarium* – mais sans distinction possible entre contamination environnementale et vraie infection.

Les performances diagnostiques de ces outils moléculaires offrent dans l'ensemble une excellente spécificité et un gain de sensibilité significatif par rapport à la culture seule, qui varie cependant avec la matrice étudiée (tableau 15). En effet, les évaluations de kits incluant simultanément des échantillons d'ongles, de peau et de cuir chevelu rapportent pour la plupart un bénéfice de la PCR supérieur dans les ongles, en comparaison aux autres matrices [20-22]. Si ces outils moléculaires sont globalement performants pour la détection de dermatophytes, il faut rappeler que des faux-négatifs de la PCR sont également rapportés par rapport à la culture (en

Tableau 14. Principaux kits moléculaires multiplexes détectant les dermatophytes disponibles sur le marché (liste non exhaustive 2025).

Cible	PCR multiplexes en temps réel				EurobioPlex [®] Dermatophytes (Eurobio scientific)	DermaGenius [®] Resistance (Pathonostics)	Microarray
	DermaGenius [®] 2.0/3.0 (Pathonostics)	Novaplex [™] Dermatophyte (Seegene)	TandemPlex [®] Dermatophytes and other Fungi 12-well (R-biopharm)				
<i>T. rubrum/soudanense</i>	x	Complexe <i>T. rubrum</i>	Complexe <i>T. rubrum</i>		<i>T. rubrum/violaceum</i>	x	x
<i>T. violaceum</i>	x	Complexe <i>T. rubrum</i>	Complexe <i>T. rubrum</i>		<i>T. rubrum/violaceum</i>	x	x
<i>T. mentagrophytes/interdigitale</i>	x	Complexe <i>T. mentagrophytes</i>	Complexe <i>T. mentagrophytes</i>		x	+ <i>T. mentagrophytes</i>	x
<i>T. tonsurans</i>	x	x	<i>Trichophyton</i> sp.		x	x	x
<i>T. verrucosum</i>	x	Complexe <i>T. mentagrophytes</i>	<i>Trichophyton</i> sp.			x	x
<i>T. schoenleinii/quinckeanum</i>	x	Complexe <i>T. mentagrophytes</i>	<i>Trichophyton</i> sp.			x	x
<i>T. benhamiae</i>	x	Complexe <i>T. mentagrophytes</i>	<i>Trichophyton</i> sp.				x
<i>T. erinacei</i>		Complexe <i>T. mentagrophytes</i>	<i>Trichophyton</i> sp.				x
<i>M. canis</i>	x	<i>Microsporium</i> sp.	x		x		x
<i>M. audouinii</i>	x	<i>Microsporium</i> sp.	<i>Microsporium</i> sp.				x
<i>Nannizia gypsea</i>	Panel 3.0		x				x
<i>E. floccosum</i>	x	x	x		x		x
Levures/moisissures	2 levures, 1 moisissure (3.0) ^b	1 levure ^c	4 levures, 2 moisissures ^d		Aucun	Aucun	3 levures, 3 moisissures ^e
Mutations SQLE						L393F, F397L, L393S, F397I, F397V	

^a Marqués CE-IVD sauf Novaplex Dermatophyte (Seegene) et EuroArray Dermatormycosis (Euroimmun).^b *C. albicans*, *C. parapsilosis*, *Scopulariopsis brevicaulis* ; ^c *C. albicans* ; ^d *C. albicans*, *C. parapsilosis*, *M. guilliermondii*, *C. glabrata*, *Scopulariopsis* spp., *Aspergillus* spp. ; ^e *C. albicans*, *C. parapsilosis*, *M. guilliermondii*, *S. brevicaulis*, *F. solani*.

Tableau 15. Revue de la littérature des performances diagnostiques de kits moléculaires multiplexes pour la détection de dermatophytes.

	DermaGenius® 2.0 (PathoNostics)		NovaplexTM Dermatophyte		TandemPlex® Dermatophytes and other Fungi		EurobioPlex Dermatophytes		EUROArray Dermatomycosis (Euroimmun)	
N échantillons	N = 138 (ongles)	N = 109 (ongles)	N = 106 (dont 101 ongles)	N = 131 (ongles)	N = 312 (182 ongles, 94 peaux, 36 scalp)	N = 213 (156 ongles, 57 peaux)	N = 195 (128 ongles, 67 peaux)	N = 105 (19 ongles, 24 peaux, 62 scalp)	N = 100 (ongles)	N = 120 (78 ongles, 40 peaux, 2 scalp)
% culture DP positive	42,7	24,8	29,2	25,2*	54,5	26,8	16,9	24,8	22,0	16,7 ^a
% PCR DP positive	57,2	46,8	40,6	47,3*	59,6	51,6	47,2	20,0	41,0	24,2 ^a
Sensibilité /culture (%)	88,1	96,3	95,1	100*	92,9	96,5	100	77,0	ND	70,0 ^a
Spécificité ^a /culture (%)	55,7	69,5	ND	58,0*	80,3	64,7	63,5	94,9	ND	85,0 ^a
Références	[22]	[23]	[24]	[25]	[19]	[20]	[21]	[26]	[27]	[28]

^a La spécificité relative de la PCR par rapport à la culture reflète le gain de sensibilité associé à ces outils (échantillons négatifs en culture et positifs en PCR).
*Données englobant la détection de dermatophytes et de *C. albicans*. "Données englobant la détection de dermatophytes, levures et moisissures.

moyenne 7,7 % [0-23 %], n = 7 études, [tableau 15](#)). La qualité du prélèvement ainsi que l'optimisation de l'extraction d'ADN (prise d'essai, méthode d'extraction, etc.) demeurent donc primordiales.

4.5.2. Intégration de la PCR dermatophyte dans l'arsenal diagnostique

Dans ce contexte, la mycologie conventionnelle reste le pilier du diagnostic d'infection fongique superficielle et ne peut, en aucun cas, être totalement abandonnée au profit de ces outils moléculaires.

Quelle que soit la matrice considérée, si la PCR est négative, il convient de réaliser l'examen mycologique standard afin de rechercher les champignons non ciblés par la PCR (levures, moisissures, pseudo-dermatophytes) ([tableau 16](#)).

Pour le cas particulier des teignes, même si la PCR est positive sur un prélèvement de cuir chevelu, il est indispensable de réaliser la mycologie standard afin d'identifier le dermatophyte impliqué à l'espèce (enquête épidémiologique) et de réaliser si besoin un test de sensibilité aux antifongiques.

Si la PCR est positive dans un échantillon de peau ou d'ongle, il est indispensable de disposer d'éléments cliniques pour décider de la nécessité de réaliser la mycologie standard, à savoir i) un historique de traitement antifongique inefficace faisant suspecter l'implication d'une souche résistante nécessitant une expertise, ii) la présence de lésions étendues évocatrices de *T. indotineae*, ou la présence de lésions atypiques pouvant faire suspecter l'implication d'une moisissure en co-infection avec le dermatophyte détecté par la PCR (exemple *Fusarium*) ou iii) un séjour en zone tropicale favorisant la survenue d'infection impliquant un pseudodermatophyte (exemple *Neoscytalidium spp.*).

En synthèse, nous proposons l'implémentation de ces outils moléculaires en dépistage dans un processus qui intègre la nature de prélèvement et le contexte clinique, décrite dans la [figure 1](#). Il s'agit d'un exemple d'algorithme pouvant être

Tableau 16. Gradation des recommandations sur la place de la PCR dans l'arsenal mycologique conventionnel pour la détection de dermatophytes.

Pratique recommandée	En l'absence de recommandation, il est proposé que lorsqu'une PCR est réalisée, elle soit systématiquement associée à la mycologie standard (ED + culture)
Pratique acceptable	Pour peau, ongles mais pas teignes : En l'absence de recommandation, il paraît acceptable qu'en cas de réalisation d'une PCR multiplex distinguant a minima les complexes d'espèces <i>Trichophyton</i> et le genre <i>Microsporum</i> , la mycologie standard ne soit pas réalisée seulement : - si la PCR est positive à dermatophyte et - en l'absence de contexte clinique particulier : suspicion d'échec thérapeutique, lésions atypiques/étendues, séjour en zone tropicale
Pratique non acceptable	Rendre un résultat négatif de PCR et ne pas réaliser la mycologie standard (ED + culture) (moisissures, pseudo-dermatophytes non détectés...) Réaliser une PCR pan-dermatophyte ne distinguant pas les complexes d'espèces ou genre sans culture associée En cas de teigne, ou en cas de contextes particuliers cités ci-dessus, de ne pas réaliser de mycologie standard et de ne rendre uniquement le résultat de la PCR

mis en œuvre, mais le choix d'une autre stratégie d'intégration de la PCR est possible, si elle répond aux recommandations listées dans le [tableau 16](#).

5. Recommandations post-analytiques

Le rôle du biologiste médical est essentiel pour l'interprétation des résultats et la transmission de recommandations thérapeutiques adaptées aux cliniciens. Il convient, dans un premier temps, de confronter chaque résultat de culture au tableau

Tableau 17. Gradation des recommandations pour l'interprétation d'une culture positive à champignons filamenteux.

Pratique recommandée	Statuer sur le caractère pathogène ou non du champignon filamenteux isolé : - Dermatophyte/pseudo-dermatophyte : conclure à la pathogénicité et au caractère anthrophophile, tellurique ou zoophile - Isolement d'une moisissure en culture pure et ED positif : préconiser un nouveau prélèvement réalisé dans des conditions adéquates - Deuxième isolement de la même moisissure en culture pure : conclure à la pathogénicité - Isolement d'une ou plusieurs moisissures et examen direct négatif : préconiser un nouveau prélèvement réalisé dans des conditions adéquates. En l'absence de recommandation, en cas de difficulté d'identification ou de suspicion clinique de souche résistante , il est recommandé de s'adresser à un LBMR ou laboratoire expert
Pratique non recommandée	Ne pas statuer sur le caractère pathogène du champignon filamenteux isolé Conclure à une onychomycose à moisissure sur un seul prélèvement et sans confrontation à l'examen direct

clinique ainsi qu'à l'histoire de la maladie. La localisation et l'aspect des lésions sont des éléments clés à prendre en compte lors de l'interprétation des résultats. Cette analyse post-analytique est cruciale car elle constitue une partie intégrante de la prestation de conseil. Il est recommandé que tout examen mycologique soit conclu à l'aide d'un commentaire permettant d'évaluer la pathogénicité de l'agent fongique identifié.

5.1. Interprétation de l'examen direct

La présence de filaments mycéliens à l'examen direct est fortement suggestive d'une infection

Tableau 18. Gradation des recommandations pour l'interprétation d'un résultat positif à levures.

Pratique recommandée	Statuer sur le caractère pathogène ou non de la levure isolée : - Isolement de <i>Candida albicans</i> sur peau, ongle de main (ou plus rarement ongle de pied), en l'absence d'autre pathogène strict retrouvé et avec présentation clinique en faveur : conclure à la pathogénicité - Isolement de levures non albicans : En l'absence de recommandation et de bibliographie suffisante, il est suggéré de confronter ce résultat à la clinique et aux possibles comorbidités du patient et de rechercher une autre étiologie aux lésions observées Pour certaines levures rares et/ou contexte clinique particulier (ex : <i>Trichosporon</i> et piedra blanche) : recours à un laboratoire de référence (LBMR ou laboratoire expert)
	Pratique non recommandée
	Ne pas statuer sur la pathogénicité de <i>Candida albicans</i>

fongique et ce, même en l'absence de culture positive [30]. L'analyse des caractéristiques morphologiques des filaments et des éléments fongiques observés ainsi que le type du parasitisme peuvent être mentionnés dans le résultat. Dans certaines situations, une discordance entre un examen direct (ED) positif et une culture négative peut exister. Un réensemencement peut alors être envisagé à partir du prélèvement ; celui-ci pouvant être conservé plusieurs semaines à température ambiante [30]. Si cette discordance est confirmée, elle peut s'expliquer par un délai d'arrêt trop court d'un traitement antifongique avant le prélèvement, par un grattage non optimal de la matrice unguéale ou encore par une infection débutante.

5.2. Interprétation de la culture : principes généraux

Toute culture positive doit être interprétée par le biologiste qui statuera sur le caractère pathogène ou non du champignon isolé [30]. En l'absence

de recommandation, en cas de difficulté d'identification d'une souche, devant une présentation épidémiologique et/ou clinique faisant évoquer une souche particulière (ex. *T. mentagrophytes* de génotype VII ou *T. indotineae*) [4, 31, 32] ou face à une résistance au traitement, il est recommandé d'adresser la souche à un Laboratoire de Biologie Médicale de Référence (LBMR) ou à un centre expert de CHU. Par ailleurs, en tenant compte du fait que la culture est une technique plus sensible que l'examen direct et que le prélèvement mycologique ne se réalise pas dans des conditions stériles, il est possible de retrouver un examen direct négatif contrastant avec la présence de champignons en culture. Dans ce cas, il est recommandé que le biologiste statue sur le caractère pathogène du champignon isolé en accompagnant le résultat de l'examen d'un commentaire évaluant la pathogénicité de ce dernier (figures 2 à 5).

5.3. Interprétation d'un examen mycologique positif à champignon filamenteux

Les recommandations concernant l'interprétation d'une culture positive à champignon filamenteux sont synthétisées dans le tableau 17 et détaillées ci-dessous en fonction du type de champignon filamenteux isolé.

5.3.1 Isolement de dermatophytes

L'organigramme suivant représente les différentes situations qui peuvent être rencontrées en routine ainsi que les commentaires associés pour affirmer ou exclure une infection à dermatophytes (figure 3).

Le diagnostic d'une dermatophytose peut également s'appuyer sur une analyse clinique contrastée par l'épidémiologie locale. Par exemple, la culture d'un prélèvement de cuir chevelu positive à *T. rubrum* doit alerter le biologiste, compte tenu de la rareté des infections à *T. rubrum* dans les teignes en France. Cela nécessite de renforcer les méthodes d'identification différentielles d'une espèce proche appartenant au même complexe,

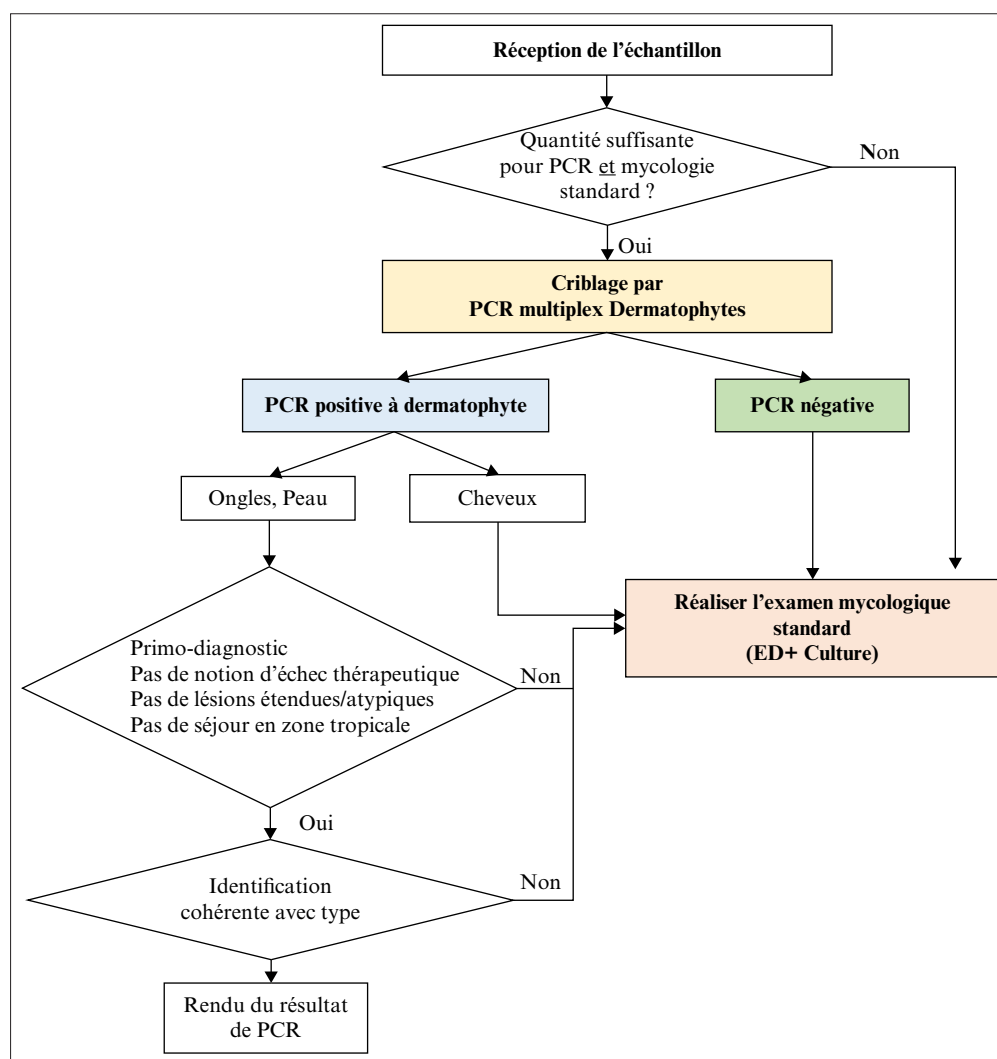


Figure 1. Proposition d'algorithme pour la prise en charge des prélèvements de phanères combinant PCR et mycologie conventionnelle.

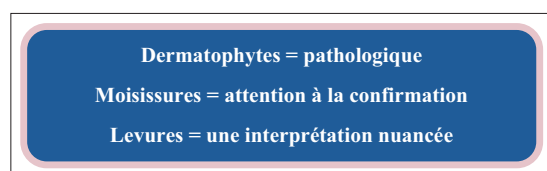


Figure 2. Conseil pour l'interprétation des agents pathogènes observés dans la culture.

Trichophyton soudanense, espèce plus fréquemment rencontrée en France [33-35], avant de valider et communiquer le résultat.

De même, toute culture positive provenant d'une lésion inflammatoire doit faire évoquer des espèces de dermatophytes zoophiles ou telluriques, telles que *T. mentagrophytes*, *Nannizia*

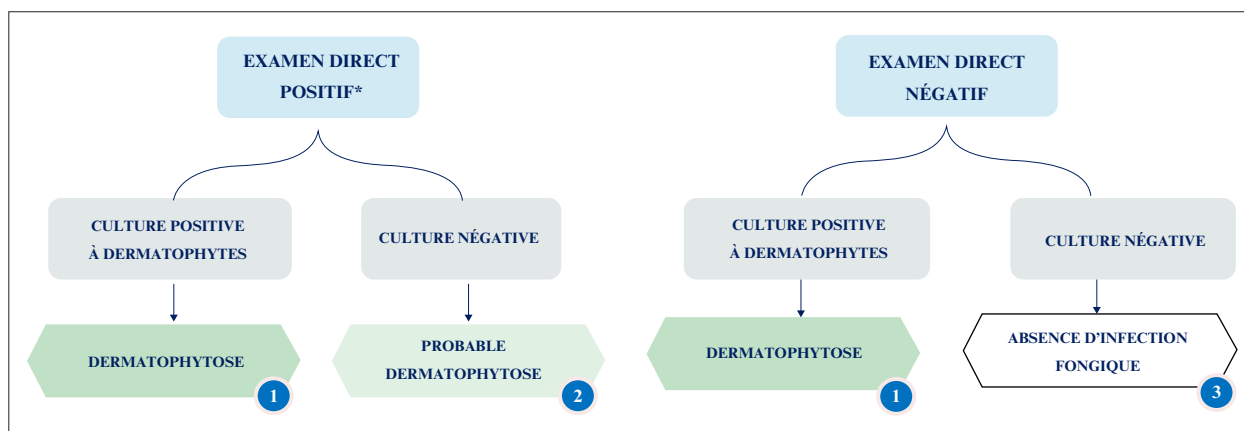


Figure 3. Organigramme pour le diagnostic des infections à dermatophytes. *Examen direct positif : présence de filaments mycéliens septés/altérés.

1. Dermatophytose confirmée à [...]. Commentaire libre en fonction de la nature anthropophile ou zoophile du dermatophyte pour l'aide à la mise en place de mesures prophylactiques.

2. Discordance entre l'examen direct et la culture. L'examen direct positif est en faveur d'une infection fongique. Un traitement antifongique antérieur ou un prélèvement unguéal distal/en zone non active peuvent négativer la culture. Merci de renouveler le prélèvement en respectant la fenêtre d'arrêt du traitement antifongique. Ce dernier doit être effectué en zone d'infection active (raclage de la bordure active de la lésion cutanée ou de la tablette interne de l'ongle à la jonction zone saine/zone atteinte).

3. Absence d'argument en faveur d'une infection fongique.

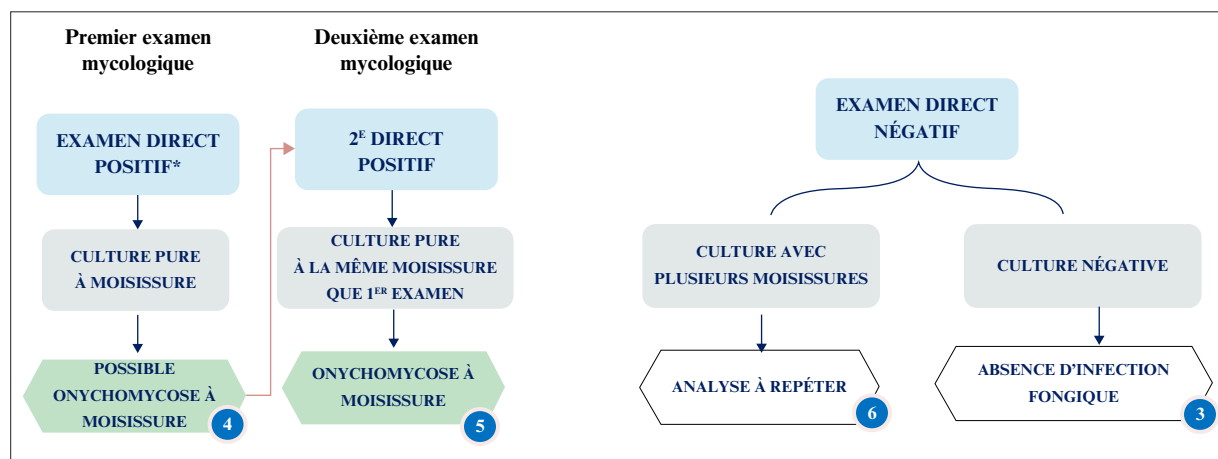


Figure 4. Algorithme pour le diagnostic des onychomycoses à moisissures. *Examen direct positif : présence de filaments mycéliens septés/altérés. Cette situation peut également s'appliquer à un examen direct négatif mais accompagné d'une moisissure en culture pure.

3. Absence d'argument en faveur d'une infection fongique.

4. Examen direct et culture en faveur d'une infection à moisissure opportuniste. Afin de statuer sur le caractère pathogène du champignon isolé, il est nécessaire de réaliser un deuxième examen mycologique à distance de tout traitement antifongique.

5. Moisissure opportuniste à nouveau retrouvée sur un deuxième prélèvement mycologique, en faveur d'une pathogénicité du champignon et donc d'une infection fongique.

6. Il est recommandé de répéter le prélèvement en respectant les bonnes pratiques de prélèvement mycologique.

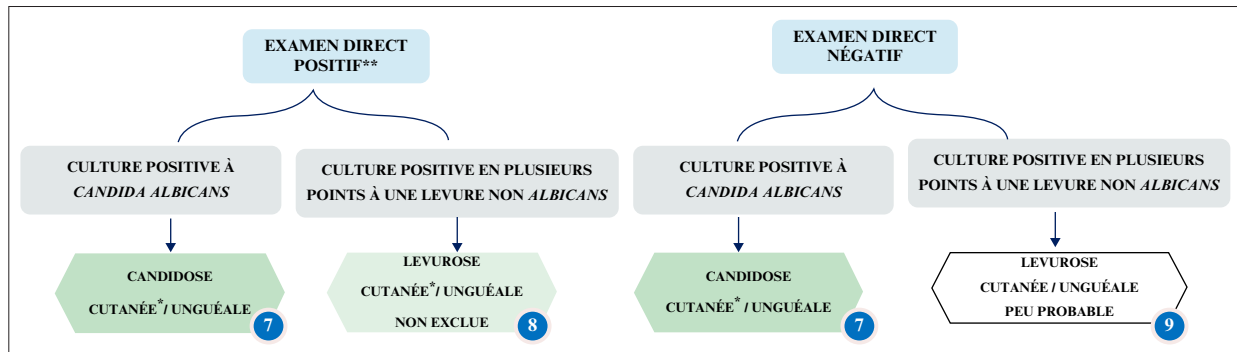


Figure 5. Algorithme pour le diagnostic des infections superficielles à levures chez l'immunocompétent. (**) Examen direct positif = présence d'éléments levuriformes ± pseudomycélium ± filaments mycéliens.

7. Infection à *Candida albicans*. Levure toujours pathogène lorsqu'elle est isolée de la peau et/ou des ongles. *Cas particulier du pli interfessier : Résultat à interpréter en fonction du contexte clinique et du résultat de l'ED (présence d'une filamentation) car il s'agit d'une levure commensale du tube digestif.

8. Levure saprophyte ou commensale de la peau et des phanères dont l'implication dans une onychomycose ou une infection cutanée superficielle est rare. Ce résultat doit donc être confronté à la clinique et aux possibles comorbidités du patient. Une autre étiologie aux lésions peut être recherchée en parallèle.

*Cas particulier du pli inter-fessier : Résultat à interpréter en fonction du contexte clinique et du résultat de l'ED en cas d'isolement d'une levure commensale du tube digestif.

9. Levure saprophyte ou commensale de la peau et des phanères. Infection fongique peu probable. Il est recommandé de rechercher une autre étiologie aux lésions.

gypsea ou, plus rarement, *T. verrucosum* [36]. Il convient alors de rechercher un contact avec des animaux.

Les localisations pédieuses (ongles, kératodermie plantaire et intertrigos) orienteront quant à elles en premier lieu vers les dermatophytes anthropophiles suivants : *T. rubrum*, *T. interdigitale* et sporadiquement *E. floccosum*, tandis que les localisations des mains concentreront tout d'abord les atteintes candidosiques puis dermatophytiques [37]. *T. soudanense* et *T. violaceum* sont par ailleurs les espèces les plus fréquemment impliquées dans les atteintes endonyx de la tablette unguéale, une entité clinique particulière devant donc faire évoquer ces deux espèces en priorité [38].

Il faut également tenir compte du fait qu'au travers des mouvements globaux de population, certaines espèces ayant initialement émergé sur un continent donné ont diffusé à travers le monde, modifiant ainsi l'épidémiologie locale. C'est notamment le cas de *T. soudanense* et *M. audouinii*, dont les prévalences des infections

cutanées et du cuir chevelu en Europe tendent à augmenter [33-35].

On assiste également depuis quelques années à une augmentation du nombre d'infections cutanées et de teignes à *T. tonsurans* [39, 40], une espèce initialement responsable d'épidémies liées aux sports de contact [41].

Par ailleurs, la présence de lésions cutanées inflammatoires, extensives, épidémiogènes et/ou résistantes au traitement doit faire suspecter un dermatophyte anthropophile émergent : *T. indotineae* (anciennement *T. mentagrophytes* génotype VIII), apparu à l'origine en Inde et dont la distribution est aujourd'hui mondiale. Ce diagnostic est d'autant plus pertinent lorsque les caractéristiques macro- et microscopiques de la souche évoquent *T. mentagrophytes* [4].

De plus, certains éléments de l'histoire de la maladie peuvent orienter vers certaines souches. C'est le cas pour un génotype particulier de *T. mentagrophytes*, le génotype VII, responsable

notamment d'atteintes cutanées génitales et de sycosis inflammatoires [5].

Enfin, s'il convient de conclure à la pathogénicité en présence d'une culture positive à dermatophyte, une exception devra toutefois être portée aux dermatophytes géophiles (*N. gypsea*, *N. fulva*, *T. terrestre*...) dont la pathogénicité sera à interpréter en fonction du tableau clinique et/ou du résultat de l'examen direct, leur présence en culture pouvant en effet parfois témoigner d'une simple contamination tellurique du prélèvement.

5.3.2 Isolement de pseudo-dermatophytes

Il convient de préciser que l'algorithme diagnostique est similaire à celui utilisé pour les dermatophytes. Concernant l'importance de la cohérence clinico-biologique dans l'analyse d'une infection à pseudo-dermatophytes, il faut garder à l'esprit que, ces infections sont généralement localisées au niveau des ongles/de la peau des pieds et des mains et sont fréquemment observées chez des patients ayant voyagé dans des régions tropicales [42]. En présence d'un pseudo-dermatophyte (*Neoscytalidium dimidiatum* var *hyalinum* ; *N. dimidiatum* ; *Arachnomycetes nodosetosus* anc. *O. canadensis*), il conviendra de conclure à la pathogénicité, et ce quel que soit le résultat de l'examen direct, ces champignons kératinophiles étant en effet des pathogènes responsables d'infections plus ou moins invasives de la peau et des phanères [43].

5.3.3 Isolement de moisissures opportunistes

Les moisissures sont des champignons ubiquitaires de l'environnement. Parmi elles, certaines espèces opportunistes peuvent être responsables d'onychomycoses. Les moisissures les plus fréquemment impliquées dans ces infections sont notamment *Aspergillus* spp., *Fusarium* spp., *Scopulariopsis* spp. et *Acremonium* spp. Ces infections restent rares, avec une prévalence mondiale estimée à environ 5,6 % [42]. Il faut également noter que *Fusarium* spp. peut être responsable d'intertrigos des petits plis, ce qui constitue une

porte d'entrée possible sur une infection fongique invasive chez l'immunodéprimé [44-48].

Le prélèvement mycologique unguéal peut être contaminé par des moisissures de l'environnement, moisissures qui pourront *de facto* être retrouvées en culture. En conséquence, l'isolement d'une moisissure opportuniste en culture pure nécessitera dans un premier temps impérativement une confrontation au résultat de l'examen direct. Un examen direct positif pourra en effet orienter vers une onychomycose à moisissure. Cependant, il conviendra de demander un nouveau prélèvement avant de conclure à la pathogénicité. Si les résultats du second prélèvement sont semblables à ceux du premier, il sera alors possible de conclure à une onychomycose à moisissure. Si lors du deuxième examen, la première moisissure n'est pas retrouvée et l'examen direct est négatif, l'onychomycose à moisissure pourra être écartée [30].

L'organigramme suivant représente les différentes situations qui peuvent être rencontrées en routine pour affirmer ou exclure une infection opportuniste à moisissures (figure 4).

Les moisissures impliquées dans les onychomycoses appartiennent principalement aux genres décrits précédemment, mais le nombre d'espèces concernées au sein de ces genres est très large, avec des sensibilités aux antifongiques très variables. Plusieurs facteurs de risque ont été associés à ces infections, tels que l'immunodépression, les traumatismes unguéaux, les manucures excessives ou encore l'excès d'humidité [42]. Cependant, pour une partie des patients souffrant de ces infections, les facteurs de risque restent inconnus. La prise en charge étant souvent complexe, il peut être judicieux de réaliser un antifongogramme afin d'aider le médecin dans le choix du traitement.

5.4. Interprétation d'un examen mycologique positif à levures

Le rôle pathogène de *Candida albicans* dans les infections cutanées superficielles et unguéales est

aujourd'hui bien connu [30]. Ainsi, une culture d'un prélèvement cutané ou unguéal retrouvant *C. albicans* comme seul pathogène strict sera en faveur d'une candidose cutanée/unguéale, et ce d'autant plus que la culture est abondante ou que l'examen direct est positif, sous réserve d'une présentation clinique des lésions compatible (onychomycoses candidosiques à type de paronychies fréquentes aux mains, en revanche plus rares aux pieds, péri onyxis pathognomonique, intertrigo sans bordure active des grands plis, etc.).

C. albicans étant un commensal du tube digestif, une attention particulière devra cependant être apportée aux prélèvements pelviens ou de pli inter-fessier, la culture positive sera alors à interpréter en fonction de la présentation clinique et de la présence ou non d'une filamentation de la levure à l'examen direct (colonisation vs. infection).

La pathogénicité des levures non-*albicans* est en revanche à ce jour mal connue chez l'immuno-compétent. Un sondage des pratiques actuelles réalisé en 2024 sur 23 laboratoires français de mycologie a montré une hétérogénéité dans les interprétations des cultures à levures non-*albicans* au sein même de la communauté scientifique. En cas d'isolement de levures non-*albicans* dans un ongle, 56 % des laboratoires interrogés concluaient à une colonisation et préconisaient la recherche d'une autre étiologie. L'interprétation des laboratoires pouvaient différer selon le résultat de l'examen direct, la pureté et l'abondance des cultures ou encore la présentation clinique des lésions. Afin de statuer ou non sur la pathogénicité de la levure isolée, un prélèvement de contrôle était préconisé par 61 % des sondés.

Les résultats de ce sondage ont motivé la création d'un groupe de travail au sein de la SFMM chargé de réaliser une étude bibliographique concernant l'implication des levures dans les onychomycoses. Une majorité d'articles descriptifs ont été principalement recensés, faisant état de la répartition et des proportions des différents genres

et espèces de levures au sein de l'ensemble des champignons isolés dans les prélèvements de peau et de phanères.

C. parapsilosis, levure faisant partie du mycobiote cutané, est une des espèces les plus souvent retrouvées dans les ongles traumatisés, en particulier dans des cas d'onycholyse ou d'ongles présentant une coloration verdâtre, parfois sans infection bactérienne associée [49-53]. Cependant, contrairement à *Candida albicans*, son rôle dans les lésions de l'ongle est mal défini.

Des études ont en particulier retrouvé *C. parapsilosis* chez des patients présentant des comorbidités telles que le diabète ou le VIH [54-61], mais peu ont réellement confirmé sa pathogénicité [50-53, 62-64]. Ainsi, l'implication de *C. parapsilosis* dans une onychomycose doit toujours être faite avec précaution, en associant le contexte clinique (présence d'une onycholyse vs. simple macération unguéale) avec les résultats de l'examen direct et de la culture, afin de ne pas orienter le clinicien vers le mauvais diagnostic et donc une prise en charge inadaptée. La détection de cette levure dans un prélèvement de lésions unguéales peut alors nécessiter un second prélèvement. Néanmoins, en tant que levure commensale de la peau et des phanères, sa présence en culture, parfois répétée, peut seulement refléter une simple colonisation. De fait, les traitements des onychomycoses à *Candida* ne dépendent pas uniquement des critères mycologiques, mais aussi des facteurs cliniques. Ainsi, il est important de tenir compte que la détection de *C. parapsilosis*, que ce soit en culture ou en biologie moléculaire, doit être interprétée avec précaution du fait du caractère commensale de cette levure de la peau [65-69]. Les approches histologiques peuvent dans les cas complexes être utiles afin d'exclure des diagnostics différentiels plus graves tels que le mélanome.

En conclusion, il est essentiel d'interpréter les résultats de toute culture positive à levures issue d'un prélèvement de peau et phanères. Dans le

cas de *C. albicans*, la notion de pathogénicité devra être évoquée sur le compte rendu, avec toutefois une interprétation plus nuancée pour le cas des prélèvements inter-fessiers. En revanche pour les autres levures, commensales ou saprophytes, le biologiste devra prendre en compte dans son interprétation le résultat de l'examen direct, la présence éventuelle d'autres champignons en culture (dermatophytes, moisissures), la présence de colonies de levures à chaque point d'ensemencement ainsi que la présentation clinique et les facteurs de risques du patient (comorbidités). La rareté de leur pathogénicité devra alors être mentionnée sur le compte rendu ainsi que la nécessité de confronter le résultat au contexte clinique et de rechercher un diagnostic différentiel en parallèle.

Les résultats de l'analyse bibliographique ainsi que ceux du sondage SFMM nous permettent ainsi de proposer les algorithmes suivants (figure 5) et les recommandations associées, synthétisées dans le tableau 18.

5.5. Le biologiste-conseil(le)

Outre l'interprétation du résultat de l'examen mycologique, le biologiste doit être acteur dans le conseil dispensé aux médecins et aux patients. Le compte rendu du laboratoire devra en particulier mentionner le caractère zoophile ou anthrophile du dermatophyte retrouvé afin d'orienter vers les mesures d'hygiène [70] à mettre en œuvre ainsi que le dépistage de l'entourage ou de l'animal, dans le but de prévenir les rechutes et la transmission de l'infection.

Enfin, il appartiendra également au biologiste de rester informé des dernières recommandations de traitement afin d'informer le prescripteur en cas de changement majeur impactant la prise en charge de l'infection. Par exemple, à la suite de l'arrêt de la commercialisation de la griséofulvine en France, l'algorithme de prise en charge des teignes a été revu et la société Française de

Dermatologie a émis de nouvelles guidelines chez l'enfant [71], auxquelles le biologiste peut faire référence sur le compte rendu. ■

Liens d'intérêts :

les auteurs déclarent n'avoir aucun lien d'intérêt en rapport avec l'article.

Références

1. Singh A, Masih A, Khurana A, Singh PK, Gupta M, Hagen F, et al. High terbinafine resistance in Trichophyton interdigitale isolates in Delhi, India harbouring mutations in the squalene epoxidase gene. *Mycoses* 2018 ; 61 (7) : 477-84.
2. Kano R, Kimura U, Kakurai M, Hiruma J, Kamata H, Suga Y, et al. Trichophyton indotineae sp. nov.: A New Highly Terbinafine-Resistant Anthropophilic Dermatophyte Species. *Mycopathologia* 2020 ; 185 (6) : 947-58.
3. Singh A, Masih A, Monroy-Nieto J, Singh PK, Bowers J, Travis J, et al. A unique multidrug-resistant clonal Trichophyton population distinct from Trichophyton mentagrophytes/Trichophyton interdigitale complex causing an ongoing alarming dermatophytosis outbreak in India: Genomic insights and resistance profile. *Fungal Genet Biol* 2019 ; 133 : 103266.
4. Uhrhlaß S, Verma SB, Gräser Y, Rezaei-Matehkolaei A, Hatami M, Schaller M, et al. Trichophyton indotineae-An Emerging Pathogen Causing Recalcitrant Dermatophytoses in India and Worldwide-A Multidimensional Perspective. *J Fungi Basel Switz* 2022 ; 8 (7) : 757.
5. Jabet A, Dellièvre S, Seang S, Chermak A, Schneider L, Chiarabini T, et al. Sexually Transmitted Trichophyton mentagrophytes Genotype VII Infection among Men Who Have Sex with Men. *Emerg Infect Dis* 2023 ; 29 (7) : 1411-4.
6. Kupsch C, Czaika VA, Deutsch C, Gräser Y. Trichophyton mentagrophytes - a new genotype of zoophilic dermatophyte causes sexually transmitted infections. *J Dtsch Dermatol Ges* 2019 ; 17 (5) : 493-501.
7. Anofel, Houzé S, Delhaes L. Chapitre 51 - Dermatophytoses. In: Anofel, Houzé S, Delhaes L (dir.). *Parasitologie et Mycologie Médicales (Deuxième Édition)*. Paris: Elsevier Masson, 2022 : 427-34.
8. Topical terbinafine (Lamisil®) for superficial mycoses: High cure rates in short treatment times. *J Dermatol Treat* 1998 ; 9 (Suppl. 1) : S13-S16.
9. Baran R, Feuilhade M, Combernale P, Datry A, Goettmann S, Pietrini P, et al. A randomized trial of amorolfine 5 % solution nail lacquer combined with oral terbinafine compared with terbinafine alone in the treatment of dermatophytic toenail onychomycoses affecting the matrix region. *Br J Dermatol* 2000 ; 142 (6) : 1177-83.

10. Roberts D. Terbinafine (Lamisil®) in the treatment of onychomycosis. *J Dermatol Treat* 1998 ; 9 (Suppl. 1) : S3-8.
11. Guide de bonnes pratiques de traitement des dispositifs médicaux réutilisables. Disponible à l'adresse suivante : <https://www.sf2h.net/actualites/guide-de-bonnes-pratiques-de-traitement-des-dispositifs-medicaux-reutilisables.html>
12. Anofel, Houzé S, Delhaes L. Chapitre 3 - Mycologie : techniques élémentaires. In: Anofel, Houzé S, Delhaes L (dir.). *Parasitologie et Mycologie Médicales (Deuxième Édition)*. Paris: Elsevier Masson, 2022 : 51-86.
13. Ranque S. Apport de la spectrométrie de masse MALDI-TOF pour identifier les dermatophytes. *Rev Francoph Lab* 2022 ; 2022 (539) : 58-63.
14. Normand AC, Moreno-Sabater A, Jabet A, Hamane S, Cremer G, Foulet F, et al. MALDI-TOF Mass Spectrometry Online Identification of Trichophyton indotineae Using the MSI-2 Application. *J Fungi Basel Switz* 2022 ; 8 (10) : 1103.
15. Jabet A, Normand AC, Moreno-Sabater A, Guillot J, Risco-Castillo V, Brun S, et al. Investigations upon the Improvement of Dermatophyte Identification Using an Online Mass Spectrometry Application. *J Fungi Basel Switz* 2022 ; 8 (1) : 73.
16. De Paepe R, Normand AC, Uhrlaß S, Nenoff P, Piarroux R, Packeu A. Resistance Profile, Terbinafine Resistance Screening and MALDI-TOF MS Identification of the Emerging Pathogen Trichophyton indotineae. *Mycopathologia* 2024 ; 189 (2) : 29.
17. Moreno-Sabater A, Normand AC, Bidaud AL, Cremer G, Foulet F, Brun S, et al. Terbinafine Resistance in Dermatophytes: A French Multicenter Prospective Study. *J Fungi* 2022 ; 8 (3) : 220.
18. Yamada T, Maeda M, Alshahni MM, Tanaka R, Yaguchi T, Bontems O, et al. Terbinafine Resistance of Trichophyton Clinical Isolates Caused by Specific Point Mutations in the Squalene Epoxidase Gene. *Antimicrob Agents Chemother* 2017 ; 61 (7) : e00115-17.
19. Bidaud AL, Normand AC, Jabet A, Brun S, Dellièvre S, Cremer G, et al. Reliability of a terbinafine agar containing method for the screening of dermatophyte resistance. *Med Mycol* 2023 ; 61 (5) : myad043.
20. Harel F, Robert-Gangneux F, Gangneux JP, Guegan H. Monocentric evaluation of the Novaplex dermatophyte multiplex qPCR assay in the diagnosis of dermatophytoses. *J Clin Microbiol* 2024 ; 62 (10) : e0089424.
21. Ross IL, Weldhagen GF, Kidd SE. Detection and identification of dermatophyte fungi in clinical samples using a commercial multiplex tandem PCR assay. *Pathology (Phila)* 2020 ; 52 (4) : 473-7.
22. Lin BB, Pattle N, Kelley P, Jaksic AS. Multiplex RT-PCR provides improved diagnosis of skin and nail dermatophyte infections compared to microscopy and culture: a laboratory study and review of the literature. *Diagn Microbiol Infect Dis* 2021 ; 101 (3) : 115413.
23. Hayette MP, Seidel L, Adjetey C, Darfouf R, Wéry M, Boreux R, et al. Clinical evaluation of the DermaGenius® Nail real-time PCR assay for the detection of dermatophytes and Candida albicans in nails. *Med Mycol* 2019 ; 57 (3) : 277-83.
24. Trovato L, Domina M, Calvo M, De Pasquale R, Scalia G, Oliveri S. Use of real time multiplex PCR for the diagnosis of dermatophytes onychomycosis in patients with empirical antifungal treatments. *J Infect Public Health* 2022 ; 15 (5) : 539-44.
25. Evrard S, Minon C, Lamtiri Laarif M, De Backer B, Paridaens H, Hayette MP, et al. New Diagnostic Strategy for Onychomycosis: First-Line Utilization of DermaGenius® PCR and Calcofluor Microscopy Combined with Selective Culturing. *J Fungi Basel Switz* 2024 ; 10 (8) : 515.
26. Debuyschere C, Blairon L, Cupaiolo R, Beukinga I, Tré-Hardy M. Clinical evaluation of a dermatophyte RT-PCR assay and its impact on the turn-around-time: A prospective study. *Med Mycol* 2023 ; 61 (8) : myad078.
27. Kabtani J, Diongue K, Dione JN, Delmas A, L'Ollivier C, Amoureux MC, et al. Real-Time PCR Assay for the Detection of Dermatophytes: Comparison between an In-House Method and a Commercial Kit for the Diagnosis of Dermatophytoses in Patients from Dakar, Senegal. *J Fungi Basel Switz* 2021 ; 7 (11) : 949.
28. Trave I, Cozzani E, Canepa P, Verdiani S, Parodi A. Real-life applicability of the Euroarray dermatomycosis kit in the diagnosis of onychomycosis. *Mycoses* 2022 ; 65 (3) : 317-22.
29. Ivagnes V, De Carolis E, Magri C, Torelli R, Posteraro B, Sanguinetti M. Advancing Dermatophytosis Diagnosis: Evaluating a Microarray-Based Platform for Rapid and Accurate Fungal Detection-A Pilot Study. *J Fungi Basel Switz* 2025 ; 11 (3) : 234.
30. Anofel, Houzé S, Delhaes L. Chapitre 5 - Diagnostic par nature du prélèvement. In: Anofel, Houzé S, Delhaes L (dir.). *Parasitologie et Mycologie Médicales (Deuxième Édition)*. Paris: Elsevier Masson, 2022 : 93-154.
31. Jabet A, Normand AC, Brun S, Dannaoui E, Bachmeyer C, Piarroux R, et al. Trichophyton indotineae, from epidemiology to therapeutic. *J Mycol Med* 2023 ; 33 (3) : 101383.
32. Jabet A, Bérot V, Chiarabini T, Dellièvre S, Bosshard PP, Siguier M, et al. Trichophyton mentagrophytes ITS genotype VII infections among men who have sex with men in France: An ongoing phenomenon. *J Eur Acad Dermatol Venereol JEADV* 2025 ; 39 (2) : 407-15.
33. Ginter-Hanselmayer G, Weger W, Ilkit M, Smolle J. Epidemiology of tinea capitis in Europe: current state and changing patterns. *Mycoses* 2007 ; 50 (Suppl. 2) : 6-13.
34. Ziegler W, Lempert S, Goebeler M, Kolb-Mäurer A. Tinea capitis: temporal shift in pathogens and epidemiology. *J Dtsch Dermatol Ges J Ger Soc Dermatol JDDG* 2016 ; 14 (8) : 818-25.
35. Gangneux JP, Miossec C, Machouart M, Gits-Muselli M, Benderdouche M, Ranque S, et al. Epidemiology and management of tinea capitis in France: A 6-year nationwide retrospective survey. *Med Mycol* 2024 ; 62 (7) : myae047.
36. Neji S, Trabelsi H, Cheikhrouhou F, Chaabane H, Sellami H, Boudaya S, et al. Les dermatomycoses à Trichophyton verrucosum : étude clinique, épidémiologiques et moléculaire. *Ann Dermatol Venerol* 2015 ; 142 (Suppl. 12) : S618.
37. Gregoriou S, Mpali N, Vrioni G, Hatzidimitriou E, Chrysosou SE, Rigopoulos D. Epidemiology of Onychomycosis in an Academic

- Nail Unit in South Greece during a Three-Year Period. *Skin Appendage Disord* 2020 ; 6 (2) : 102-7.
38. De-La-Rosa-Garibay E, Arenas R, Herrera-Castro MY, Valdez-Gaona A, Moreno-Coutiño G, Zarate-Segura PB, et al. Onychomycosis Endonyx: A Systematic Review. *Dis Basel Switz* 2025 ; 13 (4) : 110.
 39. Gits-Muselli M, Benderdouche M, Hamane S, Mingui A, Feuilhade de Chauvin M, Guigue N, et al. Continuous increase of Trichophyton tonsurans as a cause of tinea capitis in the urban area of Paris, France: a 5-year-long study. *Med Mycol* 2017 ; 55 (5) : 476-84.
 40. Pilz JF, Köberle M, Kain A, Seidl P, Zink A, Biedermann T, et al. Increasing incidence of Trichophyton tonsurans in Munich-A single-centre observation. *Mycoses* 2023 ; 66 (5) : 441-7.
 41. Schiebl J, Uhrlaß S, Wichmann K, Wilde D, Krüger C, Nenoff P. [Trichophyton tonsurans-an emerging pathogen in wrestling in Germany]. *Hautarzt Z Dermatol Venerol Verwandte Geb* 2021 ; 72 (10) : 878-91.
 42. Gupta AK, Wang T, Cooper EA, Summerbell RC, Piguet V, Tosti A, et al. A comprehensive review of nondermatophyte mould onychomycosis: Epidemiology, diagnosis and management. *J Eur Acad Dermatol Venereol J EADV* 2024 ; 38 (3) : 480-95.
 43. Garinet S, Tourret J, Barete S, Arzouk N, Meyer I, Frances C, et al. Invasive cutaneous Neoscytalidium infections in renal transplant recipients: a series of five cases. *BMC Infect Dis* 2015 ; 15 : 535.
 44. Landreau A, Simon L, Delaunay P, Pomares C, Hasseine L. Superficial fungal infections in the south of France-is fusariosis the next emergent onychopathy? *Med Mycol* 2023 ; 61 (2) : myad015.
 45. Al-Hatmi AMS, Bonifaz A, Ranque S, Sybren de Hoog G, Verweij PE, Meis JF. Current antifungal treatment of fusariosis. *Int J Antimicrob Agents* 2018 ; 51 (3) : 326-32.
 46. Bhatt VR, Viola GM, Ferrajoli A. Invasive fungal infections in acute leukemia. *Ther Adv Hematol* 2011 ; 2 (4) : 231-47.
 47. Gavril D, Woerther PL, Ben Lakhdar A, Mahjoubi L, Routier E, Chachaty E, et al. Invasive cutaneous infection due to Scopulariopsis brevicaulis unsuccessfully treated with high-dose micafungin in a neutropenic patient. *Infection* 2017 ; 45 (3) : 361-3.
 48. Bourgeois GP, Cafardi JA, Sellheyer K, Andea AA. Disseminated Fusarium infection originating from paronychia in a neutropenic patient: a case report and review of the literature. *Cutis* 2010 ; 85 (4) : 191-4.
 49. Shi L, Feng Y, Shi D. Two Cases of Superficial Fungal Infection Caused by Non-Albicans Candida Species Manifest Greenish-black Discoloration. *Infect Drug Resist* 2024 ; 17 : 665-72.
 50. Forouzan P, Cohen PR. Fungal Viridionychia: Onychomycosis-Induced Chloronychia Caused by Candida parapsilosis-Associated Green Nail Discoloration. *Cureus* 2021 ; 13 (12) : e20335.
 51. Cohen PR, Shurman J. Fungal Melanonychia as a Solitary Black Linear Vertical Nail Plate Streak: Case Report and Literature Review of Candida-Associated Longitudinal Melanonychia Striata. *Cureus* 2021 ; 13 (4) : e14248.
 52. Noguchi H, Matsumoto T, Kimura U, Hiruma M, Kano R, Yaguchi T, et al. Fungal melanonychia caused by Candida parapsilosis successfully treated with oral fosravuconazole. *J Dermatol* 2019 ; 46 (10) : 911-3.
 53. Ge G, Yang Z, Li D, Sybren de Hoog G, Shi D. Onychomycosis with greenish-black discolorations and recurrent onycholysis caused by Candida parapsilosis. *Med Mycol Case Rep* 2019 ; 24 : 48-50.
 54. Agrawal S, Singal A, Grover C, Das S, Madhu SV. Clinico-Mycological Study of Onychomycosis in Indian Diabetic Patients. *Indian Dermatol Online J* 2023 ; 14 (6) : 807-13.
 55. Borba OSM, Ogawa MM, Kirsztajn GM, Tomimori J. Onychomycosis in immunocompromised population: Phenotypic and molecular identification. *Mycoses* 2023 ; 66 (11) : 1018-24.
 56. Flores-Bozo LR, Méndez-Flores S, Olvera-Rodríguez V, Echevarría-Keel J, Esquivel-Pedraza L, Rangel-Cordero A, et al. Nail Changes in People Living with Human Immunodeficiency Virus: Observational and Cross-Sectional Study in a Third-Level Hospital. *Skin Appendage Disord* 2022 ; 8 (5) : 368-75.
 57. Grynszpan R, Barreiros G, do Nascimento Paixão M, Frasnelli Fernandes M, Aguinaga F, Camargo C, et al. Coexistence of onychomycosis and nail psoriasis and its correlation with systemic treatment. *Mycoses* 2021 ; 64 (9) : 1092-7.
 58. Kukhar Y, Smagulova A, Daniyarova A, Baiduisenov A, Kiyan V. Candida parapsilosis as a Causative Agent of Onychomycosis in Patient with Cirrhosis of the Liver. *J Fungi Basel Switz* 2020 ; 6 (4) : 313.
 59. Tabassum S, Rahman A, Awan S, Jabeen K, Farooqi J, Ahmed B, et al. Factors associated with onychomycosis in nail psoriasis: a multicenter study in Pakistan. *Int J Dermatol* 2019 ; 58 (6) : 672-8.
 60. Hosuru Subramanya S, Hamal D, Nayak N, Gokhale S. Onychomycosis due to Candida parapsilosis in a Child with Ventricular Septal Defect: An Unusual Predisposition. *Case Rep Pediatr* 2016 ; 2016 : 7026068.
 61. Jimenez-Gonzalez C, Mata-Marin JA, Arroyo-Anduiza CI, Ascencio-Montiel I de J, Fuentes-Allen JL, Gaytan-Martinez J. Prevalence and etiology of onychomycosis in the HIV-infected Mexican population. *Eur J Dermatol* 2013 ; 23 (3) : 378-81.
 62. Ge G, Li D, Mei H, Lu G, Zheng H, Liu W, et al. Different toenail onychomycosis due to Rhodotorula mucilaginosa and Candida parapsilosis in an immunocompetent young adult. *Med Mycol Case Rep* 2019 ; 24 : 69-71.
 63. Li M, Chen Z, Yin S, Xue R, Chen Z, Huang H, et al. Onychomycosis secondary to onychomadesis: an underdiagnosed manifestation. *Mycoses* 2017 ; 60 (3) : 161-5.
 64. Otašević S, Barac A, Pekmezovic M, Tasic S, Ignjatović A, Momčilović S, et al. The prevalence of Candida onychomycosis in Southeastern Serbia from 2011 to 2015. *Mycoses* 2016 ; 59 (3) : 167-72.
 65. Zhang R, Song Z, Su X, Li T, Xu J, He X, et al. Molecular epidemiology and antifungal susceptibility of dermatophytes and Candida isolates in superficial fungal infections at a grade A tertiary hospital in Northern China. *Med Mycol* 2024 ; 62 (9) : myae087.

66. Fatahinia M, Jafarpour S, Rafiei A, Taghipour S, Makimura K, Rezaei-Matehkolaei A. Mycological aspects of onychomycosis in Khuzestan Province, Iran: A shift from dermatophytes towards yeasts. *Curr Med Mycol* 2017 ; 3 (4) : 26-31.
67. Pakshir K, Zomorodian K, Zakaei A, Motamedi M, Rahimi Ghiasi M, Karamitalab M. Molecular identification and in-vitro antifungal susceptibility testing of *Candida* species isolated from patients with onychomycosis. *Curr Med Mycol* 2015 ; 1 (4) : 26-32.
68. Feng X, Ling B, Yang X, Liao W, Pan W, Yao Z. Molecular Identification of *Candida* Species Isolated from Onychomycosis in Shanghai, China. *Mycopathologia* 2015 ; 180 (5-6) : 365-71.
69. Mohammadi R, Badiee P, Badali H, Abastabar M, Safa AH, Hadipour M, et al. Use of restriction fragment length polymorphism to identify *Candida* species, related to onychomycosis. *Adv Biomed Res* 2015 ; 4 : 95.
70. Les teignes by SFMM. Disponible à l'adresse suivante : <https://sfmm-mycologie-medicale.com/wp-content/uploads/2022/05/2021-les-teignes-by-SFMM.pdf>
71. Teignes : algorithme de prise en charge des teignes de l'enfant. Disponible à l'adresse suivante : <https://centredepreuves.sfdermato.org/actualite/41-teignes-algorithme-de-prise-en-charge-des-teignes-de-lenfant>



Simulation et Facteurs Humains en Santé

Des clés pour améliorer l'impact de la simulation

La simulation est un levier majeur pour améliorer la qualité des soins et la sécurité des patients. Et une solide compréhension et appropriation des facteurs humains permet le développement de compétences non techniques ainsi que l'optimisation des apprentissages. Cet ouvrage inédit propose une approche innovante :

- Une **lecture progressive** : des **concepts au savoir-faire** « **facteurs humains** » jusqu'au **savoir expérientiel** pour une simulation efficace et ancrée dans le réel ;
- Une **ressource modulable** à parcourir selon ses besoins et son niveau d'expérience, mêlant **réflexion, discussion, expérience et transmission** ;
- Un guide **pratique et didactique, abondamment illustré** ;
- Des **objectifs pédagogiques précis** : observation, prise de notes, charge cognitive, capteurs de performance, échelles d'évaluation, etc. ;
- Un QR code dans l'ouvrage pour **s'évaluer en ligne**.

Un outil essentiel pour tout formateur et apprenant.

Auteurs : **François Jaulin, François Lecomte**



JLE SAS - Bât. A / 30 rue Berthollet, 94110 Arcueil, France
RCS Creteil 982 935 876 • APE : 5814Z / SIRET : 982 935 876 00010
contact@jle.com

