



Mycoflora of the main plant formations of Northern Morocco: conservation state, cultivation, food importance, and phytosanitary

El Hadi Erbiai

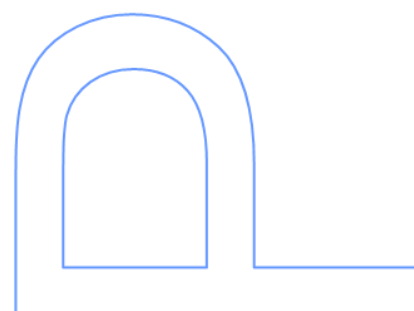
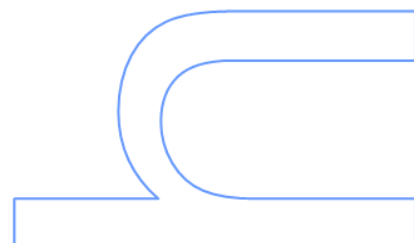
D-CTA - Doctoral Program in Environmental Sciences and Technology
Department of Geosciences, Environment and Spatial Plannings
2021

Supervisors

Prof. Joaquim Carlos Gomes Esteves da Silva, FCUP
Prof. Zouhaire Lamrani, ENS, UAE

Co-Supervisors

Dr. Luís Pinto da Silva, FCUP
Prof. Abdelfettah Maouni, ENS, UAE



Notre travail de recherche s'inscrit dans le cadre d'un projet de valorisation des espèces végétales et mycologiques de la région du Nord du Maroc (Projet PPR2/2016/35 soutenu par MESRSFC et CNRST), intégré par le laboratoire de « *Biologie, Environnement et développement Durable : BEDD* » de l'Ecole Normale Supérieure, Université Abdelmalek Essaâdi de Tétouan. De même, ce travail a été complété dans le cadre de la mobilité "MOBILE+3" du programme Erasmus+ 2018 (6 mois) et 2019 (6 mois) aux laboratoires du Centre de Recherche en Chimie (CIQUP) et de microbiologie respectivement à la Faculté des Sciences (FCUP) et la faculté de pharmacie (FFUP) de l'Université de Porto (U. Porto). Cette thèse a été accompli dans le cadre d'un doctorat en cotutelle entre l'Université Abdelmalek Essaâdi et l'Université de Porto.



DEDICACE

A la mémoire de ma mère que dieu repose son âme en paix

A mon père et ma famille

A mes professeurs

A mes amis et collègues

A tous ceux qui me sont chers

A tous ceux qui m'ont aidé de près ou de loin

*A ceux qui m'ont appris à bien aimer la recherche, la vie et les
champignons*

A ceux qui ne cessent d'apprendre et de donner

A vous tous ...

REMERCIEMENTS

Louange à **Allah** (Dieu) le tout puissant, clément et miséricordieux de m'avoir donné la force, la santé et la patience pour dépasser toutes les difficultés et accomplir ce travail de recherche.

Nos travaux et résultats de recherche au cours de la période de mobilité ont ensuite évolué vers une inscription et une préparation d'une thèse en cotutelle entre notre laboratoire « BEDD » de l'Université Abdelmalek Essaâdi de Tétouan et le laboratoire « CIQUP » de l'Université de Porto. Je remercie ces laboratoires et laboratoire de microbiologie de la FFUP, institutions et centre d'étude doctorale de la Faculté des Sciences de Tétouan (CED-FS) pour toutes les ressources mises à ma disposition au cours de ce projet de recherche. Je remercie également les directeurs, professeurs, chercheurs et personnels de ces institutions pour leur disponibilité et leur aide.

Je tiens à exprimer ma profonde gratitude et mes remerciements les plus sincères à mon Directeur de thèse, Monsieur le professeur Dr. **Zouhaire LAMRANI**, Directeur de l'ENS de Tétouan des efforts qu'il ne ménage point pour aller de l'avant avec la recherche scientifique dans cet établissement. Son expérience, ses orientations, ses qualités administratives, pédagogiques et humaines qui m'ont permis de mener à bien cette thèse. Je le remercie de m'avoir choisi pour cette thèse et de m'avoir accordé une entière confiance et surtout beaucoup d'autonomie. *Un grand merci pour tout ce que vous avez fait.*

Je remercie très chaleureusement mon Co-Directeur de thèse, Monsieur le professeur Dr. **Abdelfettah MAOUNI**, Directeur du laboratoire de BEDD de l'ENS de Tétouan et Coordinateur du projet de recherche PPR₂, de m'avoir accepté de m'encadrer dans sa discipline, de m'avoir intégré dans son projet et pour la disponibilité, la confiance, les conseils, l'amitié, la gentillesse, l'encadrement, la compréhension, la patience, les encouragements continus, les soutiens infinis et les orientations scientifiques pointues pas à pas dans le domaine de la mycologie et de l'écologie qu'il a su m'apporter tout au long de ces années de recherche. Je tiens également à le remercier pour les grandes contributions dans la mobilité à Porto, le montage de la thèse en cotutelle, la rédaction de mes articles et la conception et la rédaction de cette thèse. Vous avez été d'une grande aide et m'avez donné toutes les informations nécessaires pour la réussite de ce projet de thèse en cotutelle. *Un grand merci pour tout ce que vous avez fait.*

Je tiens à exprimer mon sincère respect et ma sincère gratitude à mon directeur, Monsieur le professeur Dr. **Joaquim C. G. Esteves da Silva**, Directeur du département Géosciences, Environnement et Aménagement du Territoire (GAOT) de la FCUP, pour m'avoir accueilli au sein de son laboratoire, de m'avoir donné l'opportunité d'être dans un environnement de travail hautement expérimenté et d'avoir accepté d'être mon directeur de thèse (coté Portugais). Je voudrais dire un

grand merci pour l'encadrement, la disponibilité, la confiance, la patience, la compréhension et pour toutes les explications et les connaissances scientifiques qui m'ont été bénéfiques. Enfin, je tiens à vous remercier cher professeur pour m'avoir toujours soutenu et aidé lorsque je demandais, et aussi pour avoir géré les fonds afin que j'aie tout le nécessaire pour réussir mon projet de thèse. *Muito obrigado pela sua grande colaboração.*

Mes vifs remerciements s'adressent également à Monsieur Dr. **Luís Pinto da Silva**, Chercheur à la FCUP, d'avoir accepté d'être mon co-directeur (coté Portugais), pour la disponibilité, l'amitié, les connaissances scientifiques partagés, les conversations et toute l'aide pendant mon séjour à Porto. Je tiens à vous exprimer également infiniment toute ma gratitude pour les nombreuses heures investies dans la correction de la thèse de recherche (version en Anglais). *Muito obrigado pela sua grande colaboração.*

Mes profonds et sincères remerciements vont à Madame Dr. **Eugénia Pinto**, Professeur à la FFUP, qui m'a accueilli dans son laboratoire de Microbiologie, m'a aidé à maîtriser le matériel et les méthodologies de microbiologie, et pour avoir mis ma disposition tous les moyens matériels permettant la réalisation d'une partie très importante de mon projet de thèse. Ainsi, je la remercie infiniment de m'avoir faite l'honneur d'accepter d'examiner ce travail. *Muito obrigado pela sua grande colaboração.*

Je tiens à exprimer toute ma gratitude à Monsieur le professeur Dr. **Mustapha KHADDOR**, Directeur du Centre Régional des Métiers d'Enseignement et de Formation, Tanger -Tétouan-Al Hoceima, pour l'honneur et plaisir qu'il m'a fait en acceptant de présider le jury de ma soutenance de thèse de doctorat. Je leur suis très reconnaissant pour le temps qu'il y a consacré.

J'exprime mes sincères remerciements à Monsieur Dr. **Abdenbi BENDRISS**, Enseignant chercheur à la FS de Tétouan, pour leur soutien, leur aide, ses conseils et son disponibilité qu'ils ont su m'apporter durant toutes mes années d'études universitaires. Ainsi, je le remercie infiniment de m'avoir fait l'honneur d'accepter d'examiner mon travail de recherche. Je leur suis très reconnaissant pour le temps qu'il y a consacré.

Mes sincères remerciements vont également aux membres du jury : je remercie chaleureusement, Monsieur Dr. **Mohamed L'Bachir KBIECH**, Enseignant chercheur à la FS de Tétouan, et Madame Dr. **Karima SELMAOUI**, Enseignant chercheur à la FS de Kenitra, que me font l'honneur d'être rapporteurs de mon travail de recherche, puis je remercie vivement Monsieur **Allal DOUIRA**, Enseignant chercheur à la FS de Kenitra, Université Ibn Tofail, qui me fait l'honneur d'accepter de juger mes travaux de thèse en tant qu'examineur. Je suis très heureux de bénéficier de leurs observations et je suis très reconnaissant pour le temps qu'ils y ont consacré.

Je tiens à exprimer toute ma gratitude à Monsieur Dr. **Mounir LEGSSYER**, et à Monsieur Dr. **Rabah SAIDI**, Professeurs à l'Ecole Normale Supérieure de Tétouan et membres d'équipe de recherche BEDD pour leurs conseils, leurs aides, leurs disponibilités, leurs soutiens, leurs encouragements, et leurs expériences et connaissances scientifiques partagés. Ainsi, je les remercie infiniment pour leurs contributions dans la correction de la thèse de recherche.

Je tiens à remercier aussi Dr. **Zélia AZEVEDO**, Technicienne supérieure au Département de Chimie et Biochimie de la FCUP, pour son aide précieuse et à sa disponibilité pour la réalisation des analyses CL-SM et CPG-SM. *Muito obrigado.*

J'exprime mes sincères remerciements à Monsieur **Aziz AKRICH**, Chef de Service de la Scolarité de la même FS, pour leur soutien, leur aide, ses conseils et son disponibilité qu'ils ont su m'apporter durant toutes mes années d'études universitaires.

Un immense merci à mon collègue et ami **Abderrahmane RAHMOUNI**, qui est comme mon frère, avec lequel j'ai partagé des moments inoubliables, soit au Maroc ou soit en Europe. Je te remercie chaleureusement pour les sorties écologies au nord du Maroc, pour les expériences et connaissances scientifiques, pour les encouragements continus, les soutiens infinis, les conseils, l'amitié, les conversations, la disponibilité, la confiance et pour toutes les informations qui m'ont été bénéfiques. Merci aussi d'avoir facilité mon séjour à Porto et de l'avoir rendu agréable. *Chokran bezzaf Sahbi.*

Je tiens également à remercier mes ami(e)s et collègues chercheurs du CIQUP de la FCUP, d'être toujours là, de m'a accueilli au laboratoire de m'aider quand j'en avais besoin. Tout d'abord, je remercie chaleureusement **Paulo Ferreira** pour sa disponibilité, ses connaissances scientifiques et son aide au laboratoire. Mes remerciements particuliers sont dus à certaines personnes très importantes : **Paulo Ferreira, Diana Crista, Abderrahim El Mragui, Carla Magalhães, Ara Núñez-Monténégro, Patricia González-Berdullas, Ricardo Sendão, Abhishek Kumar, Suzanne Christé**, pour leurs soutiens moral et matériel, et pour l'ambiance, l'amitié que j'ai trouvée auprès d'eux. J'ai beaucoup apprécié vos qualités humaines et les échanges scientifiques et culturels que nous avons eus. *Muito obrigado, thank you, chokran (شكرا), gracias, merci, shukriyaa (शुक्रिया).*

Je tiens aussi à remercier Monsieur **El Amine BOUBKIR**, Doctorant à l'ENS de Tétouan pour m'a aidé à réaliser les cartes géographiques du Nord du Maroc avec le logiciel ArcGIS.

Merci à tous mes collègues au laboratoire BEDD (**Bouchra Banamar, Amina Benoutman, Fatima Zahra Edderdaki et Imane El Ghzaoui**) et tous les personnels de l'ENS de Tétouan.

Mes sincères remerciements et ma gratitude vont à ma famille, en particulier : mon cher père **Ali**, ma sœur **Fatima** et son mari **Hassan Ezegani** (qui sont comme mes parents), mes frères (**Ahmed, Hassan, Abderrahmane**) et mes sœurs (**Yamna, Rkiya, Hanan, Aicha, Latifa** et ma nièce **Farah Ezegani**) pour leur amour, leur encouragement, leur soutien financier et moral, leur gentillesse, leur foi en moi, leur patience, leur compréhension et pour être toujours présent dans ma vie. Tout ce que j'ai accompli aujourd'hui est principalement grâce à eux. Je leur dédie cette thèse de doctorat.

شكرا على ثقتكم ودعمكم اللامشروط وعلى كل شيء

J'envoie mes remerciements à tous mes merveilleux amis, ces amis que je connais depuis longtemps et ceux que j'ai rencontrés lors de mon séjour à Porto (internationaux et marocains), merci pour tous les moments inoubliables passés ensemble.

Enfin, je dédie ce travail à la mémoire de ma mère que dieu repose son âme en paix...

PRODUCTIONS SCIENTIFIQUES

Publications scientifiques

⇒ *Articles publiés dans des journaux internationaux indexés Scopus & Web Of Sciences*

Erbiai, E.H. da Silva, L.P. ; Saidi, R. ; Lamrani, Z. ; Esteves da Silva, J.C.G. ; Maouni, A. **2021**. Chemical Composition, Bioactive Compounds, and Antioxidant Activity of Two Wild Edible Mushrooms *Armillaria mellea* and *Macrolepiota procera* from Two Countries (Morocco and Portugal). *Biomolecules*, 11, 575, doi:10.3390/biom11040575.

Erbiai, E.H. ; Bouchra, B. ; da Silva, L.P. ; Lamrani, Z. ; Pinto, E. ; Esteves da Silva, J.C.G. ; Maouni, A. **2021**. Chemical Composition and Antioxidant and Antimicrobial Activities of *Lactarius sanguifluus*, a Wild Edible Mushroom from Northern Morocco. *Euro-Mediterr. J. Environ. Integr.*, 6, doi:10.1007/s41207-021-00247-6.

⇒ *Manuscrits en préparation pour soumission*

Champignons supérieurs des principales formations végétales du nord du Maroc » sera ultérieurement publier sous forme des articles scientifiques.

Biological Activity, Bioactive Compounds Determination, and Chemical Analysis by LC-MS and GC-MS of the Wild Medicinal Mushroom *Ganoderma lucidum* Collected from Morocco.

Chemical Analysis, Bioactive Compounds and Antibacterial, Antifungal and Antioxidant Properties of *Fomes fomentarius*, a Wild Medicinal Mushroom Collected from Morocco.

Antioxidant Properties, Bioactive Compounds Contents, and Chemical Characterization of Two Wild Edible Mushrooms Species from Morocco: *Paralepista flaccida* and *Lepista nuda*.

Communications scientifiques

⇒ *Communications orales dans des congrès nationaux et internationaux*

Erbiai, E. H. ; Maouni, A. ; da Silva, L.P. ; Lamrani, Z. ; Esteves da Silva, J.C.G. Determination of Bioactive Compounds and antioxidant activity in Two Medicinal Mushrooms *Ganoderma lucidum* and *Macrolepiota procera* from Morocco. *Premier Colloque International sur la Valorisation des Plantes Aromatiques et Médicinales du Maroc*, 2-4 novembre **2019**. Ecole Normale Supérieure de Tétouan, Maroc.

Benoutman, A. ; **Erbiai, E. H.** ; Maouni, A. ; Lamrani, Z. ; Esteves da Silva, J.C.G. Ecological, Chemical, Ethnobotanical and Medicinal Characteristics of *Tetraclinis articulata* from Northern Morocco. *The second Edition International Symposium STE2018*, 23-24 juin **2018**, Faculté des Sciences de Tétouan, Maroc.

Maouni, A. ; **Erbiai, E. H.** ; Rahmouni, A. ; Banamar, B. Production d'un Guide Numérique des Maladies et Agents Fongiques. *The First International Conference on ACMLIS'17*, (ISBN : 978-9954-39-763-3), 18-20 mai **2017**, Tétouan, Maroc.

Erbiai, E. H. ; Maouni, A. ; Lamrani, Z. Récolte et Identification des Champignons Supérieurs du Parc National de Talassemtane. *The First International Conference on ACMLIS'17*, (ISBN : 978-9954-39-763-3), 18-20 mai **2017**, Tétouan, Maroc.

Erbiai, E. H. ; Maouni, A. ; Rahmouni, A. ; Banamar, A. ; Lamrani, Z. Ecologie, Biologie et Culture des Trois Espèces des Champignons Supérieurs de la Région de Cabo Negro. *The First International Conference on ACMLIS'17*, (ISBN : 978-9954-39-763-3), 18-20 mai **2017**, Tétouan, Maroc.

Maouni, A. ; **Erbiai, E. H.** ; Bouchar, A. TICE et Qualité de l'Enseignement au Maroc : Réalité et Enjeux. *4ème Journée Doctorale*, 08 juillet **2017**, Ecole Normale Supérieure de Tétouan, Maroc.

Erbiai, E. H. ; Maouni, A. ; Lamrani, Z. Ecologie, Biologie et Culture de Deux Espèces des Champignons Supérieurs de Koudiat Taifour : *Macrolepiota procera* et *Lactarius deliciosus*. *4ème Journée Doctorale*, 08 juillet **2017**, Ecole Normale Supérieure de Tétouan, Maroc.

Erbiai, E. H. ; Maouni, A. ; Lamrani, Z. Récolte et Identification des Champignons Supérieurs de la Région Ben Karrich - Tétouan. *4ème Journée Doctorale*, 08 juillet **2017**, Ecole Normale Supérieure de Tétouan, Maroc.

El Ghzaoui, I. ; Ibn Mansour, A. ; Maouni, A. ; **Erbiai, E. H.** Optimisation d'hydrodistillation des plantes médicinales et aromatiques et analyse des Huiles Essentielles par CPG-SM. *18JR de l'UAE*, 10-11 février **2017**, Ecole Nationale de Commerce et de Gestion de Tanger, Maroc.

El Ghzaoui, I. ; Maouni, A. ; Rahmouni, A. ; Banamar, B. ; **Erbiai, E. H.** Variation et amélioration rendement en Huiles Essentielles de *Lavandula dentata* et *Lavandula multifida*. *4ème Journée Doctorale*, 08 juillet **2017**, Ecole Normale Supérieure de Tétouan, Maroc.

⇒ *Communications affichées dans des congrès nationaux et internationaux*

Erbiai, E. H. ; Maouni, A. ; da Silva, L.P. ; Lamrani, Z. ; Esteves da Silva, J.C.G. GC-MS Analysis of the Methanolic Extract of Wild Mushroom *Fomes fomentarius* Collected from Northern Morocco. *Premier Colloque International sur la Valorisation des Plantes Aromatiques et Médicinales du Maroc*, Tetouan, 2-4 novembre **2019**, Ecole Normale Supérieure de Tétouan, Maroc.

Erbiai, E. H. ; Maouni, A. ; Lamrani, Z. ; Esteves da Silva, J.C.G. GC-MS Analysis and Total Phenolic, Ascorbic Acid and Tannin Contents in Methanolic Extracts of *Lactarius sanguifluus* (Paulet) Fr. Collected from North-western Morocco. *XXVI Encontro Nacional da Sociedade Portuguesa de Química* (ISBN 978-989-8124-28-9), 24-26 juillet **2019**, Porto, Portugal.

Erbiai, E. H. ; Maouni, A. ; Lamrani, Z. ; Esteves da Silva, J.C.G. Biology and Ecology of *Macrolepiota procera* Mushroom Endangered in Northern Morocco. *2º Encontro em Biologia Funcional e Biotecnologia de Plantas*, 19 octobre **2018**, Faculté des Sciences de Porto, Portugal.

Erbiai, E. H. ; Maouni, A. ; Lamrani, Z. ; Esteves da Silva, J.C.G. Biological and chemical study of two medicinal wild mushrooms from Northern Morocco: *Ganoderma lucidum* and *Macrolepiota procera*, *XXIV Encontro Luso-Galego de Química* (ISBN 978-989-8124-24-1), 21-23 novembre **2018**, Porto, Portugal.

Erbiai, E. H. ; Maouni, A. ; Edderdaki, F. Z. ; Benoutman, A. ; Lamrani, Z. Etude Biologique et Biochimique de *Russula delica* et *Peziza badia* de la Région M'Diq – Fnideq. *2^{ème} Journée du Doctorant en Biologie de l'USMBA*, 10 mai **2017**, Faculté des Sciences et Techniques de Fès, Maroc.

Erbiai, E. H. ; Banamar, B. ; Maouni, A. ; Lamrani, Z. Ecologie, Biologie et Culture de quelques champignons Supérieurs de Koudiat Taifour – Cabo Negro. *18JR de l'UAE*, 10-11 février **2017**, Ecole Nationale de Commerce et de Gestion de Tanger, Maroc.

El Ghzaoui, I. ; Maouni, A. ; Rahmouni, A. ; **Erbiai, E. H.** ; Banamar, B. Influence du mode de séchage de *Lavandula dentata* du nord du Maroc sur le rendement en huiles essentielles. *2^{ème} Journée du Doctorant en Biologie de l'USMBA*, 10 mai **2017**, Faculté des Sciences et Techniques de Fès, Maroc.

Maouni, A. ; Edderdaki, F. Z. ; **Erbiai, E. H.** ; Legssyer, M. ; SAIDI, R. La zone littorale d'Oued El Maleh Martil-Cabo Negro : particularités phytoécologiques et menaces. *18JR de l'UAE*, 10-11 février **2017**, Ecole Nationale de Commerce et de Gestion de Tanger, Maroc.

Erbiai, E. H. ; Maouni, A. ; Lamrani, Z. ; Rahmouni, A. ; Saidi, A. ; Legssyer, M. Les champignons supérieurs du Parc National de Talassemtane. *Colloque national de Sciences et Technologies au Service de l'Environnement*, 23 mars **2016**, Ecole Nationale des Sciences Appliquées de Tétouan, Maroc.

Maouni, A. ; **Erbiai, E. H.** ; Lamriouit, O. ; Rahmouni, A ; Lamrani, Z. Le potentiel fongique alimentaire et médicinal du Nord du Maroc. *Premier colloque international et pluridisciplinaire des doctorants*, 26-28 mars **2015**, Faculté Polydisciplinaire de Tétouan, Maroc.

RESUMÉ

Les champignons supérieurs ont joué un rôle important dans plusieurs aspects de l'activité humaine, en particulier dans les domaines de la gastronomie, de l'économie, de la médecine et de la biotechnologie. Les champignons sauvages et cultivés contiennent une grande diversité de biomolécules ayant des propriétés nutritionnelles, nutraceutiques et médicinales. La diversité des conditions géographiques et climatiques du Nord du Maroc fait de cette région un habitat naturel pour un nombre très important de champignons médicinaux et comestibles. Beaucoup d'études ont été réalisées sur les champignons du Maroc, Cependant, la plupart de ces travaux n'ont pas été assez orientés vers les analyses chimiques, la détermination précise des composés bioactifs et l'évaluation pointue des activités biologiques. Dans ce sens, deux objectifs principaux ont été visés dans ce travail : l'étude de la diversité des champignons supérieurs poussant dans les principales formations végétales du Nord du Maroc et l'étude des compositions chimiques, des composés bioactifs et les activités biologiques de quelques champignons supérieurs récoltés.

Le premier objectif a été atteint sur le terrain à travers environ 20 sorties de récolte dans six zones d'études dans les régions du Nord du Maroc pendant environ trois années (27 décembre 2014 à 08 février 2018). Les six zones d'étude appartiennent généralement aux aires protégées, soit SIBE (2 zones), parc (2 zones) ou soit des espaces forestiers denses et autres dégradés (2 zones). Ces zones sont caractérisées par un climat de type méditerranéen humide à semi-aride avec la prédominance des formations végétales de type chênaies et pinèdes. L'étude écologique et systématique ont permis de montrer que les régions du Nord du Maroc présentent une grande richesse et une diversité en champignons supérieurs, avec au moins 240 espèces récoltées durant la période de récolte. L'évaluation biométrique a montré que 231 espèces identifiées appartiennent à l'embranchement des *Basidiomycota*, à la classe des *Agaricomycètes*, tandis que les neuf autres appartiennent à l'embranchement des *Ascomycota*, dont huit champignons de la classe des *Péizomycètes* et une espèce de la classe des *Sordariomycètes*. Ces espèces récoltées sont réparties dans 10 ordres, 42 familles et 86 genres rencontrés. D'un point de vue taxonomique, les *Agaricales* contribuent pour 60% de cette richesse fongique, bien loin devant les *Russulales* (19 %), les *Bolétales* (8%) et les *Polyporales* (5%). La majorité des espèces observées sont ectomycorhiziennes (50%) et saprotrophes (45%). Selon l'intérêt des champignons collectés, 70 espèces sont seulement comestibles, 19 comestibles et médicinales, 9 seulement médicinales, 30 champignons sont nocifs et plus de 23 espèces d'intérêt culinaire et/ou médicinal sont cultivables. Trois formations végétales sont les plus abondantes à savoir la pinède avec 91 espèces, suivie par la subéraie avec 83 espèces et la Chênaie verte avec 58 espèces. Certaines espèces sont rencontrées dans plus d'une formation végétale. La culture *in vitro* des espèces récoltées et identifiées dans notre laboratoire de « Biologie, Environnement et Développement Durable » de l'ENS

de Tétouan, nous a permis d'obtenir le mycélium pur de neuf champignons supérieurs d'intérêt alimentaire et/ou médicinal afin de les utiliser ultérieurement dans la production des carpophores et des métabolites actifs.

Le deuxième objectif a été opérationnel au départ au sein de notre laboratoire au Maroc, puis complété au sein de deux laboratoires de l'université de Porto (Portugal). Les analyses chimiques, la détermination des composés bioactifs et les activités antioxydantes ont été faites dans le laboratoire du centre de recherche en chimie de l'Université de Porto (CIQUP) à la Faculté des Sciences (FCUP), tandis que les activités antibactériennes et antifongiques ont été évaluées au sein du laboratoire de microbiologie de la Faculté de Pharmacie (FFUP). Les analyses chimiques ont été effectuées par CPG-SM et CL-SM, tandis que les composés bioactifs (polyphénol, flavonoïde, tannin, acide ascorbique, β -carotène et lycopène) et les activités antioxydantes (activité de piégeage des radicaux DPPH, l'inhibition du blanchiment au β -carotène et le pouvoir réducteur ferrique) ont été déterminés par le spectrophotomètre à ultraviolet visible (UV-Vis). Pour les activités antibactérienne et antifongique d'extraits méthanoliques des espèces étudiées ont été évaluées par la méthode de microdilution en bouillon contre sept micro-organismes cliniques ou collection (deux bactéries (Gram-positif et Gram-négatif), une levure et quatre champignons filamenteux).

L'analyse des extraits méthanoliques par le CPG-SM nous a permis d'identifier plus de 100 biomolécules qui ont été divisées en cinq groupes principaux, à savoir les glucides, les acides gras, les acides aminés, les acides organiques et les stéroïdes, ainsi des autres groupes de biomolécules biologiquement actifs. Les champignons analysés contiennent également des composés phytochimiques très utiles tels que l'acide ascorbique, le tannin, les phénols totaux, les flavonoïdes et les caroténoïdes. En particulier, neuf composés phénoliques (acide gallique, acide protocatéchique, acide *p*-hydroxybenzoïque, acide vanillique, acide syringique, acide *p*-coumarique, acide férulique, acide parabène et acide cinnamique) ont été détectés, identifiés et quantifiés par analyse CL-SM. En raison de cette richesse des composés bioactifs et des molécules biologiquement actives, tous les champignons supérieurs analysés ont révélé des activités biologiques incluant activité antioxydante, antibactérienne et antifongique.

L'étude comparative de la composition chimique et de l'activité antioxydante de deux échantillons de deux pays différents, le Maroc et le Portugal, démontre que les conditions géographiques et climatiques du site de collecte peuvent influencer sur les compositions chimiques et les activités biologiques des champignons sauvages. Dans l'ensemble, le présent travail contribue à la connaissance de la biodiversité du patrimoine mycologique du nord du Maroc et de leurs valeurs nutritionnelles, nutraceutiques et biologiques. Les champignons supérieurs étudiés peuvent avoir un potentiel dans l'industrie alimentaire, en raison de leurs propriétés aromatisants et de leur composition nutritionnelle, mais aussi dans l'industrie pharmaceutique, en raison de leurs bienfaits biologiques et

médicinaux. De plus, les résultats de cette thèse rendent les informations disponibles pour une meilleure gestion et conservation des champignons supérieurs et des habitats associés.

Mots clés : Nord du Maroc, champignons supérieurs, formations végétales, analyse chimique, composés bioactifs, activités biologiques.

ABSTRACT

Mushrooms have been playing an important role in several aspects of human activity, particularly, in the areas of gastronomy, economy, medicine, and biotechnology. Wild and cultivated mushrooms contain a large diversity of biomolecules with nutritional, nutraceutical, and medicinal properties. The diversity of geographical and climatic conditions of northern Morocco makes its region a natural habitat for a very important number of medicinal and edible mushrooms. Many studies have been carried out on Moroccan mushrooms, however, to our knowledge, most of these works had not been sufficiently oriented towards chemical analysis, the determination of bioactive compounds, and the evaluation of biological activities. In this sense, the objective of this work was divided into two-part: the study of the mushroom diversity growing in the main plant formations of northern Morocco and the study of chemical analysis, bioactive compound determination, and biological activities of some harvested mushrooms.

The first objective was achieved in the field through about 20 harvesting trips in six study areas in the northern regions of Morocco for about three years (December 27, 2014, to February 08, 2018). The six study areas generally belong to protected areas, either SIBE (biological and ecological interest site) (2 areas), park (2 areas) or dense forest areas and other degraded areas (2 areas). These areas are characterized by a humid to semi-arid Mediterranean climate with the predominance of two plant formations type, namely oak and pine forests. The ecological and systematic studies have shown that the northern regions of Morocco are very rich and diverse in mushrooms, with at least 240 species collected during the harvest period. The biometric evaluation showed that 231 identified species belong to the embranchment *Basidiomycota*, to the *Agaricomycetes* class, while the nine specimens belong to the embranchment *Ascomycota*, including eight fungi of the *Pezizomycetes* class and one species of the *Sordariomycetes* class. These collected species are distributed in 10 orders, 42 families, and 86 genera encountered. Taxonomically, *Agaricales* contribute 60% of this fungal richness, far ahead of *Russulales* (19%), *Boletales* (8%), and *Polyporales* (5%). Ecologically, the majority of mushrooms observed were ectomycorrhizal species (50%) and saprotrophic species (45%). Depending on the interest of mushrooms collected, 70 species are edible only, 19 edible and medicinal, 9 medicinal only, 30 mushrooms are harmful and more than 23 edible and/or medicinal species are cultivable. Three plant formations are the most abundant, namely the pine forest with 91 species, followed by the cork oak forest with 83 species, and the holm oak forest with 58 species. Some species are found in more than one plant formation. In our laboratory "Biology, Environment and Sustainable Development" of the ENS of Tetouan, the *in vitro* culture of the identified species allowed us to obtain the pure mycelium of nine wild edible and/or medicinal mushrooms in order to use them subsequently in the production of carpophores and active metabolites.

The second objective was initially operational within our laboratory in Morocco, then completed within two laboratories of the University of Porto (Portugal). Chemical analyses, bioactive compounds determination, and antioxidant activities were carried out within the laboratory of Chemistry Research Center of the University of Porto (CIQUP) at the Faculty of Science (FCUP), while antibacterial and antifungal activities were evaluated within the microbiology laboratory of the Faculty of Pharmacy of Porto (FFUP). The chemical compositions were analyzed by using GC-MS and LC-MS, while bioactive compounds (total phenol, total flavonoid, tannin, ascorbic acid, β -carotene, and lycopene) and antioxidant activities (radical scavenging activity, inhibition β -carotene bleaching, and reducing power assay) were determined by spectrophotometric techniques. The antibacterial and antifungal activity of methanolic extracts of the studied mushrooms were evaluated by broth microdilution method against seven clinical microorganisms or collection (two bacteria (Gram-positive and Gram-negative), one yeast, and four filamentous fungi).

The GC-MS analysis of fruiting body methanolic extracts allowed us to identify more than 100 biomolecules which were divided into five main groups, namely sugars, fatty acids, amino acids, organic acids, and steroids, as well as other groups of biologically active biomolecules. The analyzed mushrooms also contain very useful phytochemicals such as ascorbic acid, tannin, total phenols, flavonoids, and carotenoids. In particular, nine phenolic compounds (gallic acid, protocatechuic acid, *p*-hydroxybenzoic acid, vanillic acid, syringic acid, *p*-coumaric acid, ferulic acid, paraben acid, and cinnamic acid) were detected, identified, and quantified by LC-MS analysis. Due to this richness of bioactive compounds and biologically active molecules, all the mushrooms analyzed were revealed to have biological activities including antioxidant, antibacterial, and antifungal activity.

The chemical composition and antioxidant activity comparative study between two samples from two different countries Morocco and Portugal demonstrate that the geographic and climatic conditions of the collection site can influence on chemical compositions and biological activities of the wild mushrooms. Overall, the present work contributes to knowledge of the biodiversity of mycological heritage in northern Morocco and their nutritional, nutraceutical values, and biological properties. The studied mushrooms may have potential in the food industry, due to their flavoring properties and nutritional composition, but also in the pharmaceutical industry, due to their biological and medicinal benefits. Moreover, the results of this thesis are making the information available for better management and conservation of mushrooms and related habitats.

Keywords: Northern Morocco, wild mushrooms, plant formations, bioactive compounds, biological activities, chemical analysis.

RESUMO

Os cogumelos tem desempenhado um papel importante em vários aspectos da actividade humana, particularmente, nas áreas da gastronomia, economia, medicina, e biotecnologia. Os cogumelos silvestres e cultivados contêm uma grande diversidade de biomoléculas com propriedades nutricionais, nutracêuticas e medicinais. A diversidade das condições geográficas e climáticas do norte de Marrocos faz da sua região um habitat natural para um número muito importante de cogumelos medicinais e comestíveis. Muitos estudos têm sido realizados sobre cogumelos marroquinos. Contudo, tanto quanto sabemos, a maioria destes trabalhos não tinha sido suficientemente orientada para a análise química, a determinação de compostos bioactivos, e a avaliação de actividades biológicas. Neste sentido, o objectivo deste trabalho foi dividido em duas partes : o estudo da diversidade dos cogumelos que crescem nas principais formações vegetais do norte de Marrocos e o estudo da análise química, determinação de compostos bioactivos, e actividades biológicas de alguns cogumelos colhidos.

O primeiro objectivo foi alcançado com trabalho de campo através de cerca de 20 saídas de colheita em seis áreas de estudo nas regiões do norte de Marrocos durante cerca de três anos (27 de dezembro de 2014, até 08 de fevereiro de 2018). As seis áreas de estudo pertencem geralmente a áreas protegidas, quer SIBE (sítio de interesse biológico e ecológico) (2 áreas), parques (2 áreas) ou áreas florestais densas, e outras áreas degradadas (2 áreas). Estas áreas são caracterizadas por um clima mediterrânico húmido a semi-árido com predominância de duas formações vegetais, nomeadamente florestas de carvalhos e pinheiros. Os estudos ecológicos e sistemáticos demonstraram que as regiões do norte de Marrocos são muito ricas e diversificadas em cogumelos, com pelo menos 240 espécies recolhidas durante o período de colheita. A avaliação biométrica mostrou que 231 espécies identificadas pertencem ao embranchamento *Basidiomycota*, da classe *Agaricomycetes*, enquanto os nove espécimes pertencem ao embranchamento *Ascomycota*, incluindo oito fungos da classe *Pezizomycetes* e uma espécie da classe *Sordariomycetes*. Estas espécies recolhidas são distribuídas em 10 ordens, 42 famílias, e 86 géneros. Taxonomicamente, o *Agaricales* contribui com 60% desta riqueza fúngica, muito à frente de *Russulales* (19%), *Boletales* (8%), e *Polyporales* (5%). Ecologicamente, a maioria dos cogumelos observados eram espécies ectomicorrízicas (50%) e saprotróficas (45%). Dependendo do interesse dos cogumelos recolhidos, 70 espécies são apenas comestíveis, 19 comestíveis e medicinais, 9 apenas medicinais, 30 cogumelos são prejudiciais e mais de 23 espécies comestíveis e/ou medicinais são cultiváveis. Três formações vegetais são as mais abundantes, nomeadamente o pinhal com 91 espécies, seguido pelo montado de sobro com 83 espécies, e a azinheira com 58 espécies. Algumas espécies são encontradas em mais do que uma formação vegetal. No nosso laboratório "Biologia, Ambiente e Desenvolvimento Sustentável" da Escola Normal Superior (ENS) de Tétuão, a cultura *in vitro* das

espécies identificadas permitiu-nos obter o micélio puro de nove cogumelos selvagens comestíveis e/ou medicinais, a fim de os utilizar posteriormente na produção de carpóforos e metabolitos activos.

O segundo objetivo foi inicialmente realizado no nosso laboratório em Marrocos, depois completado em dois laboratórios da Universidade do Porto (Portugal). Foram realizadas análises químicas, determinação de compostos bioactivos e actividades antioxidantes no laboratório do Centro de Investigação em Química da Universidade do Porto (CIQUP), na Faculdade de Ciências (FCUP), enquanto as actividades antibacterianas e antifúngicas foram avaliadas no laboratório de microbiologia da Faculdade de Farmácia do Porto (FFUP). As composições químicas foram analisadas utilizando GC-MS e LC-MS, enquanto os compostos bioactivos (fenol total, flavonóide total, tanino, ácido ascórbico, β -caroteno, e licopeno) e as actividades antioxidantes (actividade de limpeza radical, inibição do branqueamento do β -caroteno, e poder redutor do Ferro) foram determinadas por técnicas espectrofotométricas. A actividade antibacteriana e antifúngica dos extractos metanólicos dos cogumelos estudados foi avaliada pelo método da microdiluição do caldo contra sete microrganismos clínicos ou recolha (duas bactérias (Gram-positiva e Gram-negativa), uma levedura, e quatro fungos filamentosos).

A análise GC-MS de extractos metanólicos do corpo de frutificação permitiu-nos identificar mais de 100 biomoléculas que foram divididas em cinco grupos principais, nomeadamente açúcares, ácidos gordos, aminoácidos, ácidos orgânicos e esteróides, bem como outros grupos de biomoléculas biologicamente activas. Os cogumelos analisados também contêm fitoquímicos muito úteis tais como ácido ascórbico, tanino, fenóis totais, flavonóides, e carotenóides. Em particular, nove compostos fenólicos (ácido gálico, ácido protocatecuico, ácido p-hidroxibenzóico, ácido vanílico, ácido xarínico, ácido p-cumárico, ácido ferúlico, ácido parabeno, e ácido cinâmico) foram detectados, identificados, e quantificados pela análise LC-MS. Devido a esta riqueza de compostos bioactivos e moléculas biologicamente activas, todos os cogumelos analisados revelaram ter actividades biológicas, incluindo actividade antioxidante, antibacteriana, e antifúngica.

O estudo comparativo da composição química e da actividade antioxidante entre duas amostras de dois países diferentes, Marrocos e Portugal, demonstra que as condições geográficas e climáticas do local de colheita podem influenciar as composições químicas e as actividades biológicas dos cogumelos silvestres. Globalmente, o presente trabalho contribui para o conhecimento da biodiversidade do património micológico no norte de Marrocos e dos seus valores nutricionais, nutracêuticos, e propriedades biológicas. Os cogumelos estudados podem ter potencial na indústria alimentar, devido às suas propriedades aromatizantes e composição nutricional, mas também na indústria farmacêutica, devido aos seus benefícios biológicos e medicinais. Além disso, os resultados desta tese estão a tornar a informação disponível para uma melhor gestão e conservação dos cogumelos e habitats relacionados.

Palavras-chave: Norte de Marrocos, cogumelos selvagens, formações vegetais, compostos bioactivos, actividades biológicas, análises químicas.

TABLE DES MATIÈRES

DEDICACE-----	I
REMERCIEMENTS -----	III
PRODUCTIONS SCIENTIFIQUES-----	VII
RESUMÉ -----	XI
ABSTRACT -----	XV
RESUMO -----	XVII
TABLE DES MATIÈRES -----	XXI
INDEX DES TABLEAUX -----	XXXI
INDEX DES FIGURES -----	XXXIII
INDEX DES EQUATIONS -----	XXXIX
INDEX DES ANNEXES -----	XXXIX
LISTE DES ABREVIATIONS -----	XLI
INTRODUCTION GÉNÉRALE-----	47
PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE -----	53
I. CHAMPIGNONS SUPERIEURS : BASES SYSTEMATIQUES, MODE DE VIE ET DEVELOPPEMENT -----	55
1. Principales classes systématiques de champignons supérieurs -----	55
1.1. Embranchement des Ascomycètes-----	57
1.1.1. Taphrinomycotina -----	59
1.1.2. Saccharomycotina (anciennement Hémiascomycètes)-----	59
1.1.3. Pezizomycotina (anciennement Euascomycètes)-----	60
1.2. Embranchement des Basidiomycètes -----	63
1.2.1. Ustilaginomycotina (équivalent aux Ustilaginomycètes traditionnels) -----	63
1.2.2. Pucciniomycotina (équivalent aux Urédiniomycètes traditionnels) -----	64
1.2.3. Agaricomycotina (équivalent aux Hyménomycètes et Gastéromycètes traditionnels) --	64
1. Mode de vie des champignons supérieurs.-----	66
1.1. Saprophytisme-----	66
1.2. Parasitisme-----	66
1.3. Symbiose -----	66
2. Stades de développement et de reproduction -----	67
2.1. Le stade de développement des champignons supérieurs -----	67
2.2. Reproduction des champignons supérieurs -----	68
2.2.1. Reproduction chez les ascomycètes -----	68

2.2.2. Reproduction chez les basidiomycètes-----	70
II. CRITERES ET PRINCIPALES CLÉS DE DETERMINATION DES ESPECES DE CHAMPIGNONS SUPÉRIEURS -----	72
1. Détermination macroscopique et microscopique -----	72
1.1. Critères de détermination macroscopiques -----	72
1.2. Critères de détermination microscopiques -----	73
2. Détermination génétique et moléculaire-----	73
3. Clés de détermination des espèces de champignons supérieurs-----	74
III. CHAMPIGNONS SUPÉRIEURS DES PRINCIPALES FORMATIONS VÉGÉTALES EN CLIMAT MÉDITERRANÉENS -----	75
1. Formations végétales en climat méditerranéen -----	75
1.1. Notion de formation végétale -----	75
1.2. Principales formations arborescentes en climat méditerranéens -----	76
2. Champignons supérieurs identifiées dans les différentes formations végétales -----	77
2.1. Les champignons supérieurs des Fagacées (Subéraies, Zénaie, Tauzaie, Chênaie verte) -----	78
2.2. Les champignons supérieurs des Pinacées (Cédraie, Pinèdes, Sapinière) -----	78
2.3. Les champignons supérieurs des Cupressacées (Tetraclinaie, Junipéraie) -----	79
2.4. Les champignons supérieurs des Oléacées (Oléastraie) -----	79
IV. CULTURE DES CHAMPIGNONS SUPERIEURS -----	80
1. Techniques de culture <i>in vitro</i> -----	81
1.1. Culture de champignons et obtention du mycélium pur -----	81
1.1.1. Obtention du mycélium au moyen de tissu -----	82
1.1.2. Obtention du mycélium au moyen de spores -----	83
1.2. Culture de mycélium pur pour production des métabolites actifs -----	83
1.2.1. Culture en bioréacteurs ou fermenteurs-----	83
1.2.2. Cas de la fermentation submergée ou culture en phase liquide-----	84
1.3. Obtention de blanc à partir du mycélium pur-----	85
2. Techniques de culture <i>in vivo</i> -----	86
2.1. Culture de blanc et obtention de carpophores-----	86
2.1.1. Substrats de fructification -----	87
2.1.2. Inoculation du substrat de culture-----	88
2.1.3. Incubation des cultures-----	88
2.1.4. Fructification -----	88
3. Liste des champignons supérieurs cultivés -----	89
V. BIOMOLECULES DES CHAMPIGNONS SUPERIEURS-----	90

1. Métabolites des champignons supérieurs -----	90
1.1. Composés phénoliques -----	91
1.1.1. Acides phénoliques -----	91
1.1.2. Flavonoïdes -----	93
1.1.3. Tannins -----	94
1.2. Terpénoïdes -----	95
1.2.1. Caroténoïdes -----	96
1.2.2. Stéroïdes -----	97
1.3. Carbohydrates (Glucides) -----	98
1.3.1. Glucides simples (Mono et disaccharides) -----	98
1.3.2. Polysaccharides -----	99
1.4. Acides aminés, gras et organiques -----	100
1.4.1. Acides aminés -----	100
1.4.2. Acides gras -----	100
1.4.3. Acides organiques -----	102
1.5. Les vitamines -----	103
1.5.1. Vitamine C -----	103
1.5.2. Vitamine E -----	104
2. Extraction et analyses chimiques des biomolécules fongiques -----	105
2.1. Méthodes d'extraction -----	105
2.1.1. Extraction en mode batch par agitation. -----	106
2.1.2. Extraction assistée par ultrasons -----	106
2.2. Détermination des composés bioactifs par spectrophotomètres à UV-Visible -----	106
2.2.1. Détermination des polyphénols totaux -----	107
2.2.2. Détermination des flavonoïdes totaux -----	108
2.2.3. Détermination d'acide ascorbique total -----	108
2.2.4. Détermination des tannins totaux -----	108
2.2.5. Détermination des caroténoïdes totaux (lycopène et β -carotène) -----	109
2.3. Analyse par chromatographie liquide couplée au spectromètre de masse (CL-SM) -----	109
2.3.1. Chromatographie en phase Liquide (CL) -----	110
2.3.2. Spectrométrie de Masse (SM) -----	111
2.3.3. Analyse des composés phénoliques par CL-SM -----	112
2.4. Analyse par chromatographie en phase gazeuse couplé au spectromètre de masse (CPG-SM)	
113	
2.4.1. Chromatographie en phase Gazeuse (CPG) -----	114

2.4.2. Spectromètre de Masse (SM)-----	115
2.4.3. Analyses des biomolécules par CPG-SM-----	115
VI. UTILITE ET NOCIVITE DES CHAMPIGNONS SUPERIEURS -----	116
1. Importance écologique -----	116
1.1. Rôle des champignons saprophytes-----	116
1.2. Rôle de champignons mycorhiziennes -----	116
1.3. Rôle de champignons parasites-----	117
2. Importance alimentaire et socioéconomique-----	118
2.1. Importance alimentaire -----	118
2.2. Importance socioéconomique -----	118
2.3. Champignons comestibles -----	120
3. Importance médicinale, pharmaceutique et phytosanitaire -----	121
3.1. Stress oxydatif et activités antioxydantes-----	121
3.1.1. Stress oxydatif-----	121
3.1.2. Radicaux libres, ERO et ERN-----	122
3.1.3. Systèmes de défenses antioxydants-----	123
3.1.4. Activités antioxydantes des champignons supérieurs -----	124
3.2. Activités antibactériennes et antifongiques-----	125
3.2.1. Activités antibactériennes-----	125
3.2.2. Activités antifongiques-----	127
3.3. Activités anti-inflammatoires et importance cosmétiques -----	129
3.3.1. Activités anti-inflammatoires -----	129
3.3.2. Importance cosmétiques -----	129
3.4. Activités anticancéreuses et antivirales -----	130
3.4.1. Anticancéreuses -----	130
3.4.2. Activités antivirales -----	131
3.5. Autres activités médicinales -----	131
4. Evaluation d'activité antioxydante, antibactérienne et antifongique -----	132
4.1. Activités antioxydantes-----	132
4.1.1. Test de piégeage du radical libre DPPH -----	132
4.1.2. Test de pouvoir réducteur du fer (FRAP) -----	133
4.1.3. Test de blanchissement du bêta-carotène-----	134
4.2. Activités antimicrobiennes-----	134
4.2.1. Méthode de microdilution en bouillon -----	135

4.2.2. Détermination de la concentration minimale inhibitrice (CMI) -----	136
4.2.3. Détermination de la concentration minimale létale (CML) (bactéricide (CMB) ou fongicide (CMF) 137	
5. Nocivité des champignons supérieurs -----	138
5.1. Champignons supérieurs nocifs -----	138
5.2. Causes de nocivité de champignons supérieurs -----	139
5.3. Précautions d'emploi de champignons supérieurs nocifs -----	142
PARTIE EXPERIMENTALE ET TECHNIQUE -----	145
I. CHAMPIGNONS SUPERIEURS DES PRINCIPALES FORMATIONS VEGETALES DU NORD DU MAROC -----	147
1. Introduction -----	147
1. Materials et méthodes -----	148
1.1. Situation géographique des sites de récolte -----	148
1.2. Délimitation des zones d'études. -----	150
1.2.1. Zone A : SIBE de Koudiat Taifour (SIBE-KT) - Plaine de Cabo Negro (P CN) -----	151
1.2.2. Zone B : Mallalienne -----	152
1.2.3. Zone C : SIBE de Ben Karrich (SIBE-BK) -----	153
1.2.4. Zone D : Parc Naturel de Bouhachem (PNB) - Derdara et SIBE de Jbel Bouhachem -	154
1.2.5. Zone E : Parc National de Talassemtane – Bab Taza (PNTLS-BT) -----	156
1.2.6. Zone F : Beni Foughal, Rbaa El Fouki -----	158
1.3. Sortie et récolte des champignons supérieurs. -----	159
1.4. Identification de champignons supérieurs récoltés -----	159
1.4.1. Observations <i>in situ</i> -----	160
1.4.2. Observations macroscopiques -----	161
1.4.3. Observations microscopiques -----	161
1.4.4. Confirmation et identification final d'espèce récoltée -----	162
1.5. Culture <i>in vitro</i> de quelques espèces des champignons supérieurs récoltés -----	162
2. Résultats et discussion -----	163
2.1. Champignons supérieurs récoltés au Nord du Maroc -----	163
2.1.1. Ordres de Champignons supérieurs récoltés -----	164
2.1.2. Familles de champignons supérieurs récoltés -----	165
2.1.3. Genres de champignons supérieurs récoltés -----	165
2.1.4. Liste des espèces de champignons supérieurs récoltés au Nord du Maroc -----	166
2.2. Champignons supérieurs récoltés au Nord du Maroc selon leurs intérêts -----	174
2.2.1. Champignons supérieurs comestibles -----	175

2.2.2. Champignons supérieurs médicinaux-----	176
2.2.3. Champignons supérieurs déjà cultivés -----	176
2.2.4. Champignons supérieurs nocives et encore sans intérêts-----	176
2.3. Champignons supérieurs récoltés selon leurs modes de vie.-----	177
2.3.1. Champignons supérieurs ectomycorhiziennes -----	177
2.3.2. Champignons supérieurs saprotrophes -----	178
2.3.3. Champignons supérieurs parasites et/ou saprotrophes -----	178
2.4. Champignons supérieurs récoltés dans les principales formations végétales du Nord du Maroc 179	
2.4.1. Champignons supérieurs récoltés dans la formation Pinède-----	179
2.4.2. Champignons supérieurs récoltés dans la formation Subéraie -----	180
2.4.3. Champignons supérieurs récoltés dans la formation Chênaie verte -----	181
2.4.4. Champignons supérieurs récoltés dans la formation Oléastre-----	182
2.5. Champignons supérieurs récoltés selon les zones d'études-----	182
2.5.1. Champignons supérieurs récoltés dans la zone A : SIBE de KT et Plaine de CN -----	182
2.5.2. Champignons supérieurs récoltés dans la zone B : Mallalienne -----	183
2.5.3. Champignons supérieurs récoltés dans la zone C : SIBE de Ben Karrich -----	183
2.5.4. Champignons supérieurs récoltés dans la zone D : Parc Naturel de Bouhachem -----	184
2.5.5. Champignons supérieurs récoltés dans la zone E : PNTLS – Bab Taza-----	185
2.5.6. Champignons supérieurs récoltés dans la zone F : Beni Foughal -----	185
2.6. Listes descriptives des principales champignons supérieurs récoltés au Nord du Maroc-186	
2.6.1. Ascomycètes : Pézizales -----	187
2.6.2. Basidiomycètes -----	189
a) Agaricales -----	189
b) Boletales-----	207
c) Polyporales-----	212
d) Russulales-----	214
2.7. Champignons supérieurs récoltés et cultivés in vitro au laboratoire BEDD -----	217
2.7.1. Obtention de mycélium pur à partir des spores.-----	217
2.7.2. Obtention de mycélium pur à partir de spores. -----	217
3. Conclusion -----	219
II. COMPOSITIONS CHIMIQUES, COMPOSÉS BIOACTIFS ET ACTIVITÉS BIOLOGIQUES DES CHAMPIGNONS SUPÉRIEURS SAUVAGES DU MAROC.-----	221
4. Matériels et méthodes-----	222
4.1. Standards et réactifs-----	222

4.2. Champignons supérieurs étudiés -----	222
4.3. Extractions et analyses chimiques des biomolécules fongiques -----	222
4.3.1. Préparation des extraits méthanoliques -----	223
4.3.2. Détermination des composés bioactifs par spectrophotomètres à UV-Visible -----	224
a) Contenus phénoliques totaux (CPT) -----	224
b) Contenu en flavonoïdes totaux (CFT)-----	225
c) Contenu en β -carotène et en lycopène totaux (C β CLT)-----	225
d) Contenu en acide ascorbique total (CAAT)-----	226
e) Contenu en tannins totaux (CTT) -----	227
4.3.3. Extraction et analyses des composés phénoliques par CL-SM-----	227
a) Extraction des composés phénoliques -----	227
b) Analyse chromatographique CL-SM -----	228
4.3.4. Analyse chimique des extraits méthanoliques par CPG-SM.-----	229
a) Dérivatisation de l'extrait méthanolique-----	229
b) Analyse chromatographique CPG-SM-----	229
4.4. Evaluation des activités biologiques d'extraits méthanoliques des champignons supérieurs	230
4.4.1. Activités antioxydantes des extraits méthanoliques -----	231
a) Standard antioxydant utilisé : Trolox -----	231
b) Activité de piégeage du radical libre DPPH (APR)-----	231
c) Test du pouvoir réducteur du fer (FRAP) -----	232
d) Test de blanchissement du bêta-carotène-----	233
4.4.2. Activités antimicrobiennes des extraits méthanoliques -----	234
a) Microorganismes testés et milieux de culture -----	234
b) Préparation de l'inoculum -----	235
c) Activité antifongique-----	236
d) Activité antibactérienne-----	237
5. Résultats : Article publié dans un Journal indexé Web of Sciences -----	238
Intitulé : Composition chimique et activités antioxydantes et antimicrobiennes de <i>Lactarius sanguifluus</i> , un champignon sauvage comestible du Nord Maroc. -----	238
5.1. Introduction-----	238
5.2. Matériels et méthodes -----	239
5.2.1. Le champignon étudié -----	239
5.2.2. Du basidiocarpe de <i>Lactarius</i> frais à l'extrait méthanolique -----	239
5.2.3. Estimation des concentrations de molécules bioactives chez <i>L. sanguifluus</i> par spectrophotométrie-----	240

5.2.4. Extraction et analyse des composés phénoliques par CL-SM -----	240
5.2.5. Analyse de l'extrait méthanolique de <i>L. sanguifluus</i> par CPG-SM -----	240
5.2.6. Activité antioxydante de l'extrait méthanolique de <i>L. sanguifluus</i> -----	240
5.2.7. Activité antimicrobienne de l'extrait méthanolique de <i>L. sanguifluus</i> -----	240
5.2.8. Analyses statistiques-----	241
5.3. Résultats et discussions -----	241
5.3.1. Rendement d'extraction et description-----	241
5.3.2. Détermination des composés bioactifs par spectrophotométrie -----	241
5.3.3. Analyse des composés phénoliques par CL-SM -----	242
5.3.4. Analyse par CPG-SM -----	244
5.3.5. Activité antioxydante -----	247
5.3.6. Activité antimicrobienne -----	248
5.4. Conclusion -----	250

III. ETUDE COMPARATIVE DES COMPOSITIONS CHIMIQUES ET DES ACTIVITES ANTIOXYDANTE DES CHAMPIGNONS SUPERIEURS SAUVAGES DU MAROC ET PORTUGAL. 251

Article publié dans un journal indexé Scopus & Web of Sciences avec FI : 4.082 ----- 251

Intitulé : Composition chimique, composés bioactifs, et activité antioxydante de deux champignons sauvages comestibles *Armillaria mellea* et *Macrolepiota procera* de deux pays (Maroc et Portugal).
251

1. Introduction-----	251
2. Matériels et méthodes -----	253
2.1. Standards et réactifs-----	253
2.2. Champignons supérieurs étudiés-----	253
2.3. Préparation de l'extrait méthanolique brut -----	254
2.4. Détermination spectrophotométrique des composés bioactifs-----	254
2.5. Analyse des composés phénoliques par CL-SM-----	254
2.6. Analyse de l'extrait méthanolique du corps fruitier par CPG-SM-----	254
2.7. Evaluation de l'activité antioxydante -----	254
2.8. Analyses statistiques -----	255
3. Résultats et discussions -----	255
3.1. Rendement d'extraction -----	255
3.2. Détermination spectrophotométrique des composés bioactifs-----	255
3.3. Analyse des composés phénoliques par CL-SM-----	257
3.4. Analyse par CPG-SM-----	258
3.5. Activité antioxydante-----	264

4. Conclusion-----	266
CONCLUSION GÉNÉRALE ET PERSPECTIVES -----	269
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES-----	273
ANNEXES -----	291

INDEX DES TABLEAUX

Tabl. 1 : Classification adoptant une terminologie en accord avec le code de nomenclature internationale. Exemple avec <i>Lactarius sanguifluus</i>	57
Tabl. 2 : Classification actuelle des champignons supérieurs de la division des Ascomycètes.....	62
Tabl. 3 : classification actuelle des champignons supérieurs des Basidiomycètes.....	65
Tabl. 4 : Particularités écologiques des principales formations arborescentes au Maroc.....	76
Tabl. 5 : Squelettes des principales classes de composés phénoliques.....	91
Tabl. 6 : Principaux acides hydroxybenzoïques chez les champignons supérieurs et leurs structures chimiques.....	92
Tabl. 7 : Principaux acides hydroxycinnamiques chez les champignons supérieurs et leurs structures chimiques.....	92
Tabl. 8 : Les principales flavonoïdes trouvés dans les champignons supérieurs (FERREIRA et al., 2009), ajustée.....	93
Tabl. 9 : Structures des principales classes des terpénoïdes.....	95
Tabl. 10 : Principales acides aminés trouvés dans les champignons supérieurs.....	100
Tabl. 11 : La famille des lipides existant dans les aliments et corps humain (DEBRUYNE et al., 2016).....	101
Tabl. 12 : Les principales acides gras trouvés dans les champignons supérieurs (REIS et al., 2014b ; MAREKOV et al., 2012 ; VAZ et al., 2011b ; RIBEIRO et al., 2009), ajustée.....	102
Tabl. 13 : Les quatre tocophérols chez champignons supérieurs et leurs structures chimiques.....	105
Tabl. 14 : Milieux de culture, taille de l'inoculum microbien et conditions d'incubation pour la méthode de microdilution en bouillon recommandées par le CLSI (BALOUIRI et al., 2016).....	136
Tabl. 15 : Certains exemples des champignons supérieurs comestibles et toxiques à grand similitudes morphologiques (CARVALHO, 2012).....	140
Tabl. 16 : Nombres des champignons supérieurs récoltés dans le Nord du Maroc selon leurs ordres, classes et embranchements.....	164
Tabl. 17 : Liste des espèces fongiques récoltées dans les six zones d'études du Nord du Maroc pendant la période du 27 décembre 2014 au 08 février 2018.....	166
Tabl. 18 : Répartition de nombres des espèces à intérêt dans chaque formation végétale.....	181
Tabl. 19 : Répartition de nombres des taxons par zone d'étude et par formation végétale.....	183
Tabl. 20 : Variation de nombres des espèces comestibles, médicinales, cultivables et nocives dans chaque zone d'étude.....	184
Tabl. 21 : Répartition de nombres des espèces ectomycorhiziennes, saprotrophes et parasites en fonction de la zone d'étude.....	186
Tabl. 22 : Liste des espèces cultivé à partir d'un tissu du carpophore, leurs modes de vie et leurs utilisations.....	218
Tabl. 23 : Répartition des souches de pathogènes humains testés.....	235
Tabl. 24 : Résultats de l'analyse biochimique quantitative de l'extrait méthanolique de <i>L. sanguifluus</i>	242
Tabl. 25 : Quantification des composés phénoliques dans la fructification séchée de <i>Lactarius sanguifluus</i> en utilisant la courbe d'étalonnage et l'équation du graphique de tendance linéaire. R^2 = Coefficient de détermination ; TR = Temps de rétention.....	244
Tabl. 26 : Compositions en glucide de l'extrait méthanolique de <i>L. sanguifluus</i> , déterminées par CPG-SM.....	245
Tabl. 27 : Acides gras de l'extrait méthanolique de <i>L. sanguifluus</i> , déterminées par CPG-SM.....	245
Tabl. 28 : Acides aminés de l'extrait méthanolique de <i>L. sanguifluus</i> , déterminées par CPG-SM.....	246
Tabl. 29 : Acides organiques de l'extrait méthanolique de <i>L. sanguifluus</i> , identifiées par CPG-SM.....	246
Tabl. 30 : Alcools et les restes molécules de l'extrait méthanolique de <i>L. sanguifluus</i> , identifiées par CPG-SM.....	247
Tabl. 31 : Valeurs CMI et CMF de l'extrait méthanolique de <i>L. sanguifluus</i> et d'un agent antifongique de référence.....	249
Tabl. 32 : Valeurs CMI et CMB de l'extrait méthanolique de <i>Lactarius sanguifluus</i> et d'un agent antibiotique de référence.....	249
Tabl. 33 : Rendement d'extraction et contenu en composés bioactifs dans la fructification séchée des études de champignons ¹	256

Tabl. 34 : Acides phénoliques et composés apparentés caractérisés par CL-SM ¹ .	258
Tabl. 35 : Les groupes de biomolécules d'extraits méthanoliques analysé par CPG-SM	259
Tabl. 36 : Compositions en sucre de l'extrait méthanolique dérivé analysé par CPG-SM	260
Tabl. 37 : Acides aminés de l'extrait méthanolique dérivé analysé par CPG-SM	261
Tabl. 38 : Acides gras de l'extrait méthanolique dérivé analysé par CPG-SM	262
Tabl. 39 : Acides organiques de l'extrait méthanolique dérivé analysé par CPG-SM	262
Tabl. 40 : Reste des constituants biomoléculaires de l'extrait méthanolique dérivé analysé par GC-MS	263
Tabl. 41 : Cl ₅₀ (mg/ml) de propriétés antioxydantes des extraits méthanoliques du nord du Maroc et du Portugal	264

INDEX DES FIGURES

Fig. 1 : Place des champignons supérieurs dans la classification ancienne.	56
Fig. 2 : Exemple du cycle de développement d'un champignon basidiomycète (PINTEREST, 2021), ajustée.	68
Fig. 3 : Cycle de vie d'une pézize, <i>Peziza</i> sp., une espèce d'Ascomycètes (PLANET-VIE, 2021), ajustée.	69
Fig. 4 : Cycle de vie de <i>Amanita muscaria</i> une espèce de basidiomycètes (PLANET-VIE, 2021), ajustée.	71
Fig. 5 : Structure morphologique d'un champignon des Basidiomycètes (GEVRY et al., 2009).	73
Fig. 6 : Obtention du mycélium pur à cultiver (CASSAR et al., 2016 ; SANCHEZ, 2010 ; STAMETS & CHILTON, 1983), ajustée.	82
Fig. 7 : Techniques et conditions de cultures en bioréacteurs et produits fongiques obtenus – cas de <i>Lignosus rhinocerotis</i> (CASSAR et al., 2016 ; LAU et al., 2014 ; SANCHEZ, 2010), ajustée.	84
Fig. 8 : Culture des mycélium pur et obtention du blanc (CASSAR et al., 2016 ; SANCHEZ, 2010 ; STAMETS & CHILTON, 1983), ajustée.	85
Fig. 9 : Culture du blanc d'arbre et obtention des carpophores (CASSAR et al., 2016 ; SANCHEZ, 2010 ; STAMETS & CHILTON, 1983), ajustée.	87
Fig. 10 : Structure chimique de l'isoprène.	95
Fig. 11 : Les structures de certains caroténoïdes alimentaires majeurs (FERREIRA et al., 2009).	96
Fig. 12 : (a) : Noyau stéroïde et (b) : Structure d'ergostérol de formule chimique $C_{28}H_{44}O$ (BARREIRA & FERREIRA, 2015).	97
Fig. 13 : La structure chimique d'acide oléique (REIS, 2017).	101
Fig. 14 : Structure chimique de certains acides organiques présents dans les aliments (REIS, 2017).	102
Fig. 15 : Transformation de l'acide ascorbique en acide déhydroascorbique par une oxydation (BRUNO & NICOLAS, 2004).	103
Fig. 16 : Présentation schématique de principe d'un spectrophotomètre à UV-Vis (CHIMACTIV, 2021).	107
Fig. 17 : Exemple de la courbe d'étalonnage pour le dosage des phénoliques totaux.	107
Fig. 18 : Représentation schématique d'un couplage de la chromatographie en phase liquide et la spectrométrie de masse (LC-MS) (WIKIPEDIA, 2021a), ajustée.	110
Fig. 19 : Une illustration du fonctionnement de CL. L'échantillon en violet est injecté dans la colonne CL et se sépare en 2 bandes rouge et bleu (SHIMADZU, 2019), ajustée.	110
Fig. 20 : Schéma de base de la chromatographie en phase liquide à haute performance (LABSTER, 2021), ajustée.	111
Fig. 21 : Principaux composants d'un spectromètre de masse : source d'ionisation, analyseur de masse et détecteur.	112
Fig. 22 : Représentation schématique des différents modules d'un chromatographe CPG-SM (LABSTER, 2018), ajustée.	114
Fig. 23 : Illustration schématique d'une association mycorhizienne entre le mycélium d'un champignon et la racine d'un arbre (LESCEPES, 2007), ajustée.	117
Fig. 24 : Collectes des champignons supérieurs comestibles au Maroc (ABOUROUH, 2011).	119
Fig. 25 : Points de vente des champignons comestibles récoltés au Maroc (ABOUROUH, 2011).	119
Fig. 26 : Principales causes de surproduction de radicaux libres (stress oxydatif), cibles cellulaires possibles et conditions associées au stress oxydatif (REIS et al., 2017 ; FERREIRA et al., 2009), ajustée.	122
Fig. 27 : Mécanisme d'action des agents antibactériens en usage clinique (REIS et al., 2017), ajusté.	126
Fig. 28 : Mécanisme d'action des agents antifongiques en usage clinique (REIS et al., 2017 ; VIRGINIE, 2016), ajustée.	128
Fig. 29 : Réaction d'un antioxydant avec le radical DPPH [•] (CHIMACTIV, 2021).	133
Fig. 30 : Illustration d'un exemple de la méthode de microdilution en bouillon de la microplaque à 96 puits pour le test de Terbinafine contre trois dermatophytes.	135
Fig. 31 : Préparation d'inoculum microbien à McFarland 0.5 par la suspension directe de colonies comme recommandé par CLSI (BALOUIRI et al., 2016), ajustée.	136
Fig. 32 : Carte de localisation des provinces du Nord du Maroc selon l'Agence du Nord (APDN) (APDN, 2015), ajustée.	149

Fig. 33 : Cartographie de la localisation des zones d'études au Nord du Maroc.....	150
Fig. 34 : Cartographie de la zone d'étude A (SIBE-KT – Plaine de CN) et les points de récolte.....	152
Fig. 35 : Cartographie de la zone d'étude B (Mallalienne) et les points de récolte.....	153
Fig. 36 : Cartographie de la zone d'étude C (SIBE de Ben Karrich) et les points de récolte.....	154
Fig. 37 : Le périmètre du Parc et les six communes couvertes par celui-ci (DAGNINO, 2007).	155
Fig. 38 : Cartographie de la zone d'étude D (PNB) et deux sites de récolte, SIBE de Bouhachem et le site Derdara.....	156
Fig. 39 : Cartographie de la zone d'étude E (PNTLS-Bab Taza) et le secteur de récolte (ECEID & UICN, 2012).	157
Fig. 40 : Cartographie de la zone d'étude F (Beni Foughal) et les points de récolte.....	158
Fig. 41 : Photo illustrant des espèces de champignons supérieurs récoltées et référencées de la zone de Koudiat Taifour (KT).	159
Fig. 42 : Présentation schématique des étapes de l'identification d'un champignon supérieur.....	160
Fig. 43 : Photo montrant quelques caractéristiques dégagées de carpophore in situ.	161
Fig. 44 : Photo illustrant des mesures de diamètre et de longueur (chapeau, stipe) d'un champignon récolté.	161
Fig. 45 : Répartition des ordres de champignons supérieurs récoltés au Nord du Maroc.....	164
Fig. 46 : Répartition des familles de champignons supérieurs récoltés au Nord du Maroc.....	165
Fig. 47 : Répartition des genres de champignons supérieurs récoltés au Nord du Maroc.....	166
Fig. 48 : Diagramme des pourcentages des champignons récoltés selon leurs intérêts.....	175
Fig. 49 : Répartition des familles et des espèces de champignons récoltés selon leurs intérêts.	175
Fig. 50 : Diagrammes de champignons récoltés selon leurs modes de vie, ectomycorhiziens, saprophytes, saprophytes et/ou parasites et parasites.....	177
Fig. 51 : Répartition des familles des espèces de champignons supérieurs récoltés selon leurs modes de vie.	178
Fig. 52 : Diagramme de Venn avec complémentarité. P - Pinèdes, S - Subéraie, V- Chênaie verte, O – Oléastres. $\cap$: Nombre d'espèces fongiques communes entres les quatre formations végétales.....	179
Fig. 53 : Répartition des espèces fongiques selon leurs mode de vie dans les principales formations végétales.	180
Fig. 54 : Variations de nombres des espèces de chaque famille dans les différentes les formations végétales.	181
Fig. 55 : <i>Gyromitra esculenta</i> : A. in situ B. ascocarpe complète avec leur tête et stipe.	187
Fig. 56 : <i>Peziza badia</i> . A. in situ : ascocarpes B. caractères microscopiques : a. asque et b. ascospores..	188
Fig. 57 : <i>Agaricus bisporus</i> . A. in situ A. et B. caractères macroscopiques : chapeau, hyménophore et stipe a. caractère microscopique : basidiospores.	189
Fig. 58 : <i>Agaricus bitorquis</i> . A. in situ A. et B. caractères macroscopiques : chapeau (A), hyménophore, stipe et anneau (B) C. et D. caractères microscopiques : basides (C) et basidiospores (D).....	190
Fig. 59 : <i>Agaricus campestris</i> . A. in situ, aspects morphologiques : chapeau, hyménophore et stipe B. caractère microscopique : basidiospores	191
Fig. 60 : <i>Agaricus impudicus</i> . A. in situ, chapeau B. hyménophore, stipe et anneau C. basidiospores.	192
Fig. 61 : <i>Amanita pantherina</i> . A. in situ A. et B. caractères macroscopiques : chapeau (A), hymnéphore et stipe (B) C. caractère microscopique : basidiospores.	193
Fig. 62 : <i>Apioperdon pyriforme</i> . A. in situ, caractères macroscopiques B. caractère microscopique : basidiospores.....	194
Fig. 63 : <i>Armillaria mellea</i> . A. in situ A. et B. caractères macroscopiques : chapeau (A), hyménophore, pied et anneau (B) C. caractères microscopiques : a. baside et b. basidiospores.	195
Fig. 64 : <i>Calvatia utriformis</i> . A. carpophore in situ B. carpophore inversé in situ C. basidiospores.....	196
Fig. 65 : <i>Cortinarius trivialis</i> . A. in situ Caractères macroscopiques : chapeau (A et B), stipe (B et C) hyménophore (C) D. caractères microscopiques : a. baside et b. basidiospores.....	197
Fig. 66 : <i>Cyclocybe cylindracea</i> . A. in situ A. et B. caractères macroscopiques : chapeau, hyménophore, stipe et anneau C. caractères microscopiques : a. baside et b. basidiospores.	198
Fig. 67 : <i>Lepiota cristata</i> . Caractères macroscopiques : chapeau (A et B), pied et anneau (A) et hyménophore (C) D. caractère microscopique : basidiospores	199

Fig. 68 : <i>Lepista nuda</i> . A. et B. in situ, caractères macroscopiques : carpophores (A), stipe (B) et hyménophore (C) D. caractères microscopiques : basidiospores.	200
Fig. 69 : <i>Leucoagaricus leucothites</i> . A. et B. in situ, caractères macroscopiques : chapeau, pied (A), hyménophore et anneau (B) C. caractères microscopiques : a. baside et b. basidiospores.....	201
Fig. 70 : <i>Lycoperdon perlatum</i> . A. et B. in situ, caractères macroscopiques C. caractère microscopique : basidiospores.	202
Fig. 71 : <i>Macrolepiota procera</i> . A. in situ B. et C. caractères macroscopiques : Chapeau, pied (B), hyménophore et anneau (C) D. caractères microscopiques : a. baside et b. basidiospores.....	203
Fig. 72 : <i>Macrolepiota psammophila</i> . Caractères macroscopiques (A et B) : A. chapeau, stipe et anneau B. hyménophore et anneau C. caractères microscopiques : a. baside et b. basidiospores.	204
Fig. 73 : <i>Paralepista flaccida</i> . A. in situ, caractères macroscopiques : chapeau, hyménophore et stipe B. caractères microscopiques : a. baside et b. basidiospores.	205
Fig. 74 : <i>Volvopluteus gloiocephalus</i> . A. in situ B. et C. caractères macroscopiques : chapeau, stipe (B) et hyménium (C) D. caractères microscopiques : a. baside et b. basidiospores.	206
Fig. 75 : <i>Chroogomphus rutilus</i> . A. in situ caractères macroscopiques : chapeau (A), hyménophore et pied (B) caractère microscopique : basidiospores.....	207
Fig. 76 : <i>Leccinellum corsicum</i> . A. et B. in situ A. chapeau B. hyménophore et stipe C. basidiospores.	208
Fig. 77 : <i>Rhizopogon luteolus</i> . A. in situ B. un carpophore complet et autre coupé C. basidiospores.	209
Fig. 78 : <i>Suillus collinitus</i> . A. in situ, chapeau B. hyménophore et stipe basidiospores.	210
Fig. 79 : <i>Suillus granulatus</i> . A. et B. caractères macroscopiques : chapeau (A) et hyménophore et stipe (B) C. caractères microscopiques : a. baside ; b. basidiospores.....	211
Fig. 80 : <i>Fomes fomentarius</i> in situ, A. surface supérieure B. surface inférieure.	212
Fig. 81 : <i>Ganoderma lucidum</i> in situ : A. surface supérieure B. surface inférieure.	213
Fig. 82 : <i>Lactarius deliciosus</i> . A. in situ A. et B. caractères macroscopiques : chapeau (A), hyménophore et stipe (B) C. caractères microscopiques : a. baside et b. basidiospores.	214
Fig. 83 : <i>Lactarius sanguifluus</i> . Caractères macroscopiques : A. chapeau (carpophore in situ) et B. hyménophore et stipe C. caractères microscopiques : a. basides et b. basidiospores.	215
Fig. 84 : <i>Russula delica</i> . A. in situ, caractères macroscopiques : chapeau, hyménophore et stipe B. caractères microscopiques : a. baside et b. basidiospores.	216
Fig. 85 : Culture mycélienne obtenu sur le milieu PDA* à partir de solution de suspension des spores de champignon <i>Leucoagaricus leucothites</i>	217
Fig. 86 : Observation microscopique d'un filament mycélien cloisonné d'une espèce cultivée.	218
Fig. 87 : Culture mycélienne obtenu à partir d'un tissu du carpophore des espèces : <i>Agaricus bisporus</i> (A), <i>Agaricus bitorquis</i> (B), <i>Agaricus campestris</i> (C), <i>Armillaria mellea</i> (D), <i>Fomes fomentarius</i> (E), <i>Ganoderma lucidum</i> (F), <i>Leucoagaricus leucothites</i> (G), <i>Macrolepiota procera</i> (H) et <i>Suillus granulatus</i> (I).	219
Fig. 88 : Représentation schématique des paramètres d'extraction, des techniques et matériels utilisés pour effectuer la détermination et la caractérisation chimiques des biomolécules fongiques.	223
Fig. 89 : Droite d'étalonnage pour le dosage des composés phénoliques totaux.	224
Fig. 90 : Droite d'étalonnage pour le dosage des flavonoïdes totaux.....	225
Fig. 91 : Droite d'étalonnage pour le dosage des acides ascorbiques totaux.	226
Fig. 92 : Droite d'étalonnage pour le dosage des tannins totaux	227
Fig. 93 : Exemple d'une extraction liquide-liquide des composés phénoliques (FCUP, 2020)	228
Fig. 94 : Photographie de quelques échantillons d'extraits méthanoliques sont dérivatisés par BSTFA et prêts à être analysés par CPG-SM.....	229
Fig. 95 : Représentation schématique des tests et méthodes utilisés pour évaluer l'activité antioxydante et antimicrobienne des champignons supérieurs.....	230
Fig. 96 : Structures du Trolox et α -tocophérol (Vitamine E).	231
Fig. 97 : Photo montrant un exemple de l'évaluation de l'activité de piégeage du radical DPPH.	232
Fig. 98 : Photo montrant un exemple de l'évaluation du pouvoir réducteur (FRAP).	233
Fig. 99 : Photo montrant un exemple de l'inhibition du blanchiment au β -carotène.....	234
Fig. 100 : Photo montrant une plaque à 96 puits pour la détermination des CMI.	236
Fig. 101 : Photo montrant une boîte de Pétri de repiquage pour la détermination des CMF ou des CMB.	237

Fig. 102 : Chromatogramme CL-SM des composés phénoliques dans l'extrait méthanol : eau de <i>L. sanguifluus</i> détecté à 280 nm.	243
Fig. 103 : Chromatogramme CPG-SM d'extrait méthanolique dérivé de <i>L. sanguifluus</i>	244
Fig. 104 : Activités de piégeage des radicaux (%) de l'extrait méthanolique de <i>L. sanguifluus</i> et de l'antioxydant de référence contre les radicaux DPPH. Chaque valeur CI_{50} (= IC_{50} en Anglais) est exprimée en moyenne $\pm$ écart type (n = 3)	247
Fig. 105 : Inhibition du blanchiment du β -carotène (%) par l'extrait méthanolique de <i>L. sanguifluus</i> et l'antioxydant de référence. Chaque valeur CI_{50} (= IC_{50} en Anglais) est exprimée comme la moyenne $\pm$ l'écart-type (n= 3).....	248
Fig. 106 : Pouvoir réducteur de l'extrait méthanolique de <i>L. sanguifluus</i> et de l'antioxydant de référence. Chaque valeur de CS_{50} (= RC_{50} en Anglais) est exprimée en moyenne $\pm$ écart type (n = 3).	248
Fig. 107 : Activité de piégeage des radicaux sur les radicaux DPPH (APR). Chaque valeur est exprimée en moyenne $\pm$ ET (n = 3).	265
Fig. 108 : Inhibition de la peroxydation lipidique mesurée par l'inhibition du blanchiment au β -carotène. Chaque valeur est exprimée en moyenne $\pm$ ET (n = 3).	265
Fig. 109 : Puissance réductrice. Chaque valeur est exprimée en moyenne $\pm$ ET (n = 3).....	266
Fig. 110 : Champignon en forme classique (ex. A), forme de trompette (ex. B) et en forme de boule ou poire (ex. C) (MycoDB, 2021).	291
Fig. 111 : Champignon en forme de coupe avec ou sans pied (ex. A), forme de masse, arbuste ou corail (ex. B) et en forme de selle ou irrégulièrement convolutive ou alvéolée avec un pied ou une tête (ex. C) (MycoDB, 2021).	291
Fig. 112 : Champignon en forme de phallus, d'étoile ou de cage (ex. A), forme d'étoile avec boule centrale (ex. B) et en forme de coupe contenant un ou plusieurs petits œufs (ex. C) (MycoDB, 2021).	292
Fig. 113 : Champignon globuleux enfui dans le sol (ex. A), en croûte poussant habituellement sur bois (ex. B) et champignon gélatineux ou caoutchouteux de formes diverses poussant sur bois (ex. C) (MycoDB, 2021).	292
Fig. 114 : Champignon coriace ou subéreux poussant habituellement sur bois (ex. A) et champignons de formes diverses, mucilagineux et mobiles au stade végétatif (ex. B) (MycoDB, 2021).	292
Fig. 115 : Mode de croissance (NDONG et al., 2011), ajustée :	292
Fig. 116 : Formes du chapeau d'un champignon (NDONG et al., 2011), ajustée :	293
Fig. 117 : Revêtement et topographie du chapeau (NDONG et al., 2011), ajustée :	293
Fig. 118 : Marge du chapeau (NDONG et al., 2011), ajustée :	294
Fig. 119 : Forme du pied et raccord au substrat (NDONG et al., 2011), ajustée :	295
Fig. 120 : Attachement du pied au chapeau (NDONG et al., 2011), ajustée :	295
Fig. 121 : Structure interne du pied (NDONG et al., 2011), ajustée :	295
Fig. 122 : Revêtement du pied (NDONG et al., 2011), ajustée :	296
Fig. 123 : Reste du voile universel à la base du pied (NDONG et al., 2011), ajustée :	296
Fig. 124 : Restes du voile partiel (NDONG et al., 2011), ajustée :	297
Fig. 125 : Type d'hyménophore (NDONG et al., 2011), ajustée :	297
Fig. 126 : Organisation d'un hyménophore lamellé (NDONG et al., 2011), ajustée :	298
Fig. 127 : Profil des lamelles (NDONG et al., 2011), ajustée :	298
Fig. 128 : Insertion des lamelles (NDONG et al., 2011), ajustée :	299
Fig. 129 : Arête des lamelles (NDONG et al., 2011), ajustée :	299
Fig. 130 : Organisation d'un hyménophore tubulé (NDONG et al., 2011), ajustée :	300
Fig. 131 : Forme des basidiospores (NDONG et al., 2011), ajustée :	301
Fig. 132 : Forme des Ascospores (NDONG et al., 2011), ajustée :	302
Fig. 133 : Type d'ornementation des spores (NDONG et al., 2011), ajustée :	302
Fig. 134 : Type de trame (arête de lamelle en bas) (NDONG et al., 2011), ajustée :	303
Fig. 135 : Détail de l'hyménium d'une lamelle de Basidiomycète (arête de lamelle en bas) (NDONG et al., 2011), ajustée :	303
Fig. 136 : Détail de l'hyménium d'un Ascomycète (NDONG et al., 2011), ajustée :	304
Fig. 137 : Type de baside (NDONG et al., 2011), ajustée :	305
Fig. 138 : Type d'asque (NDONG et al., 2011), ajustée :	305

Fig. 139 : Type de paraphyses (NDONG et al., 2011), ajustée :	305
Fig. 140 : Type de cystide (NDONG et al., 2011), ajustée :	306
Fig. 141 : Apex de cystide (NDONG et al., 2011), ajustée :	307
Fig. 142 : Diversité des lamprocystides (NDONG et al., 2011), ajustée :	307
Fig. 143 : Champignon à pied et à chapeau. Exemple : Agaricus sp., Amanita sp. ...etc.	308
Fig. 144 : Champignon à lames "fausses". A. Chanterelles sp. B. Craterelles sp.	310
Fig. 145 : Champignons à pores. Exemples : A. Boletus sp. B. Polyporus sp. C. Ganoderma sp.	310
Fig. 146 : Champignons à aiguillons.	311
Fig. 147 : Champignons à chapeau en forme de "coupe, tête, ronde, oblongue ...".	311
Fig. 148 : Champignons à réceptacle en coupe.	312
Fig. 149 : Champignons à réceptacle globuleux / sphériques, piriforme ou en étoile.	313
Fig. 150 : Champignons à réceptacle en massue, rameaux, touffes.	314
Fig. 151 : Champignons à réceptacle gélatineux.	315
Fig. 152 : Champignons à réceptacle en console.	316

INDEX DES EQUATIONS

Équation 1 : Étape d'initiation du mécanisme d'oxydation.....	123
Équation 2 : Étape de propagation du mécanisme d'oxydation.....	123
Équation 3 : Étape de transformation du mécanisme d'oxydation.....	123
Équation 4 : Équation pour la détermination des valeurs CE_{50} ou CI_{50}	132
Équation 5 : Couples de réactions pouvant se produire, permettant d'évaluer le pouvoir réducteur des échantillons (REIS, 2017).....	133
Équation 6 : Réaction d'inhibition du blanchiment au β -carotène (REIS, 2017).	134

INDEX DES ANNEXES

Ann. 1 : Critères de détermination macroscopiques.....	291
Ann. 2 : Critères de détermination microscopiques.....	301
Ann. 3 : Clés de détermination des espèces de champignons supérieurs.....	308
Ann. 4 : Liste des champignons supérieurs identifiés dans la subéraie à <i>Quercus suber</i>	318
Ann. 5 : Liste des champignons supérieurs identifiés dans la zénaie à <i>Quercus faginea</i> et <i>Q. canariensis</i> . -	319
Ann. 6 : Liste des champignons supérieurs identifiés dans la zénaie à <i>Quercus pyrenaica</i>	319
Ann. 7 : Liste des champignons supérieurs identifiés dans la chênaie verte à <i>Quercus rotundifolia</i>	319
Ann. 8 : Liste des champignons supérieurs identifiés dans la cédraie à <i>Cedrus atlantica</i>	320
Ann. 9 : Liste des champignons supérieurs identifiés dans la pinède à <i>Pinus halepensis</i> , à <i>P. pinaster</i> et à <i>P. nigra</i>	320
Ann. 10 : Liste des champignons supérieurs identifiés dans la sapinière à <i>Abies maroccana</i>	322
Ann. 11 : Liste des champignons supérieurs identifiés dans la Tétracinaie à <i>Tetraclinis articulata</i>	322
Ann. 12 : Liste des champignons supérieurs identifiés dans la junipéraie à <i>Juniperus phoenicea</i>	322
Ann. 13 : Liste des champignons supérieurs identifiés dans l'Oléastraie à <i>Olea europea</i>	322
Ann. 14 : Liste des Ascomycètes supérieurs identifiés dans les différentes formations végétales (FV). -----	323
Ann. 15 : Liste des Basidiomycètes supérieurs identifiés dans les différentes formations végétales (FV). ---	324
Ann. 16 : Liste des champignons supérieurs comestibles et/ou médicinaux cultivés.	332
Ann. 17 : Liste mondiales des champignons sauvages utilisés comme aliments, reconnus pour être comestibles et ayant des propriétés médicinales (BOA, 2006) (ajustée).	334
Ann. 18 : Listes des champignons supérieurs identifiés comme étant toxiques ou mortels (CHAVANT, 2008 ; GROVES, 1981 ; WIKIPEDIA, 2021b, 2020), ajustée.	340

LISTE DES ABREVIATIONS

%	Pour cent
°C	Degré Celsius
µg	Microgramme
µl	Microlitre
2,6-DCPIP	2,6-Dichlorophenolindophenol
ADN	Acide Désoxyribo Nucléique
ADNr	Acide Désoxyribo Nucléique ribosomique
Al	Aluminium
AlCl ₃	Trichlorure d'Aluminium
ANOVA	Analysis of variance
APCI	Atmospheric Pressure Chemical Ionization
APDN	Agence pour la Promotion et le Développement du Nord
APR	Activité de Piégeage du Radical
ARN	Acide RiboNucléique
ARNr	Acide RiboNucléique ribosomique
BSI	Bloodstream infections
BSTFA	N,O-Bis(triméthylsilyl)trifluoroacétamide
C	Carbone
CAAT	Contenu en Acide Ascorbique Totaux
CAPM	Centre Antipoison du Maroc
CE ₅₀	Concentration Efficace Médiane
CED-FS	Centre d'Etude Doctorale-Faculté des Sciences
CFC	Champignons Forestières Comestibles
CFT	Contenu en flavonoïdes totaux
CFU/ml	Colony-Forming Unit/milliliter
CI ₅₀	Concentration Inhibitrice Médiane
CIQUP	Centro de Investigação em Química da Universidade do Porto
CL	Chromatographie Liquide
CLHP-SM	Chromatographie Liquide à Haute Pression-Spectrométrie de Masse
CL-PDA-ESI/SM	Chromatographie Liquide-Photodiode-Array Detection-Spectrométrie de Masse/ Spectrométrie de Masse
CL-PDA-SM	Chromatographie Liquide-Photodiode-Array Detection-Spectrométrie de Masse
CLSI	Clinical and Laboratory Standards Institute
CL-SM	Chromatographie liquide-Spectrométrie de Masse
CL-UV	Chromatographie liquide-Ultraviolet
CMB	Concentration Minimale Bactéricide
CMF	Concentration Minimale Fongicide

CMI	Concentration Minimale Inhibitrice
CML	Concentration Minimale Létale
CN	Cabo Negro
CNRST	Centre National pour la Recherche Scientifique et Technique
CO	Monoxyde De Carbone
CO ₂	Dioxyde de Carbone
COOH	Carboxyle
CPG	Chromatographie en Phase Gazeuse
CPG-SM	Chromatographie en Phase Gazeuse-Spectrométrie de Masse
CPT	Contenu phénoliques totaux
CS ₅₀	Concentration Sauvetage Médiane
CTT	Contenu en Tannin Totaux
CβCLT	Contenu en β-Carotène et en Lycopène Totaux
DD	Derdara
DMSO	Diméthylsulfoxyde
DPPH	2,2-diphenyl-1-picrylhydrazyl
EAG	Equivalents d'Acide Gallique
EC	Equivalents de (+)-Catéchine
EC ₅₀	Half maximal Effective Concentration
ems	Extrait méthanolique séché
ENS	Ecole Normale Supérieure
EQ	Equivalent Quercétine
BEDD	Biologie, Environnement et Développement Durable
ERO	Espèces Réactives à l'Oxygène
ESI	Electrospray ionization
ESI-SM	Electrospray ionization-Mass Spectrometry
ET	Ecart Types
EUCAST	European Committee on Antimicrobial Susceptibility Testing
EV71	Enterovirus-71
FC	Folin-Ciocalteu
FCUP	Faculdade de Ciências da Universidade do Porto
FCV	Feline calicivirus
Fe(CN) ₆ ³⁻	Ferricyanide
Fe ²⁺	Ion ferreux (II)
Fe ³⁺	Ion ferreux (III)
FFUP	Faculdade de Farmácia da Universidade do Porto
FID	Flame Ionization Detector
FRAP	Ferric Reducing Antioxidant Power
FS	Faculté des Sciences

FTICR	Fourier-Transform Ion Cyclotron Cesonance
g	Gramme
GAE	Gallic Acid Equivalent
GAOT	Geociências, Ambiente e Ordenamento do Território
GC	Gas chromatography
GC-MS	Gas chromatography-mass spectrometry
h	Heure
H	Hydrogène
H ₂ O ₂	Peroxyde d'hydrogène
H ₃ PMo ₁₂ O ₄₀	Acide phosphomolybdique
H ₃ PW ₁₂ O ₄₀	Acide phosphotungstique
HCL	Acide chlorhydrique
HPLC	High-Performance Liquid Chromatography
HPLC-SM	High-Performance Liquid Chromatography-Spectrométrie de Masse
HSV	Herpes Simplex Virus
IC ₅₀	Half-Maximal Inhibitory Concentration
IE	Impact électronique
IR	Indices de rétention
ITS	Internal Transcribed Spacer
JB	Jbel Bouhachem
KFe [Fe (CN) ₆]	Ferrocyanure de potassium
KT	Koudiat Taifour
LC	Liquid Chromatography
LC-MS	Liquid Chromatography-Mass Spectrometry
MA	Maroc
MBC	Minimum Bactericidal Concentration
MEA	Malt Extract Agar
MESRSFC	Ministère de l'Enseignement Supérieur, de la Recherche Scientifique et de la Formation des Cadres
MFC	Minimum fungicidal concentration
mg	Milligramme
MHB	Mueller-Hinton Broth
MIC	Minimal Inhibitory Concentrations
min	Minutes
ml	Millilitre
MS	Mass Spectrometry
MV	Mode de vie
n	Nombre
N	Nord

NH ₂	Amine
NIST	National Institute of Standards and Technology
nm	Nanomètre
NR	Normal-Phase
O	Oxygène
OH	Hydroxyde
OMS	Organisation mondiale de la Santé
PCR	Polymerase Chain Reaction
PDA	Photodiode-Array Detection
PDA*	Potato Dextrose Agar
PNB	Parc Naturel de Bouhachem
PNB-SIBE-JB	PNB-Site d'Intérêt Biologique et Ecologique-Jbel Bouhachem
PNTLS	Parc National de Talassemtane
PNTLS-BT	PNTLS-Bab Taza
PPR2/2016/35	Projets Prioritaires de Recherche 2/2016/35
ps	Poids sec
PSK	Polysaccharide Krestin
PT	Portugal
RBIM	Réserve de Biosphère Intercontinentale de la Méditerranée
RC ₅₀	Half-maximal Rescue Concentrations
RFLP	Restriction Fragment Length Polymorphism
RNS	Reactive Nitrogen Species
ROS	Reactive Oxygen Species
RP	Reversed-Phase
RPMI-1640	Roswell Park Memorial Institute (RPMI) 1640 medium
RSA	Radical Scavenging Activity
RSS	Reactive Sulfur Species
SDA	Sabouraud Dextrose Agar
SDB	Sabouraud Dextrose Broth
SIBE	Site d'Intérêt Biologique et Ecologique
SIBE-BK	SIBE-Ben Karrich
SIBE-KT	SIBE-Koudiat Taifour
SM	Spectrométrie de Masse
sp.	Species plurimae (une seule espèce)
spp.	Species plurimae (plusieurs espèces)
SSR	Single Sequence Repeat
TOF	Time Of Flight
TR	Temps de Rétention
tr/min	Tour par minute

Trolox	Acide ($\pm$)-6-hydroxy-2,5,7,8-tétraméthylchromane-2-carboxylique
U. Porto	Universidade do Porto
UAE	Université Abdelmalek Essaâdi
UFC	Unités Formant Colonie
UNESCO	United Nations Educational, Scientific and Cultural Organization
UV-Vis	Ultraviolet-Visible
VHC	Virus de l'Hépatite C
VIH	Virus de l'Immunodéficience Humaine
W	West

INTRODUCTION GÉNÉRALE

Grâce à sa position géographique privilégiée, entre la Méditerranée au nord, l'océan Atlantique à l'ouest et le Sahara au sud, et grâce à l'importance des chaînes de montagnes, dont certaines dépassent quatre mille mètres d'altitude, le Maroc présente une grande diversité bioécologique et une gamme très importante de milieux naturels différents. Les formations forestières, paraforestières et alfatières s'étendent sur une surface d'environ 9.631.896 hectares (DEF, 2019), soit un taux près de 1.2 millions d'hectares pour les régions du Nord du Maroc (APDN, 2015). Au niveau du bassin méditerranéen, la biodiversité marocaine occupe la seconde place après celle de la région anatolienne en Turquie, avec un taux d'endémisme global de 20% (MAPECOLOGY.MA, 2017).

La forêt marocaine et en particulier du Nord du Maroc est de type méditerranéen, répartie entre les différents étages bioclimatiques, du semi-aride à l'humide, elle est constituée par une variété d'essence appartenant à la flore méditerranéenne. Les essences forestières répertoriées dans les régions du nord sont principalement, le thuya, l'olivier, le caroubier, les pins, les chênes (liège, vert et zéen), genévrier, le cèdre et le sapin (APDN, 2015). En effet, la forêt constitue un milieu naturel où vivent la plupart des espèces des champignons supérieurs.

Les champignons supérieurs font partie du règne fongique qui contient environ 80 000 à 120 000 espèces décrites, bien que le nombre total d'espèces soit estimé à environ 1,5 million (HAWKSWORTH, 2001 ; KIRK *et al.*, 2001). Les champignons supérieurs (Ascomycètes et Basidiomycètes) sont des champignons formant des fructifications directement observables *in situ*, non résupinées et supérieurs à 2 mm de diamètres ou 1 cm de hauteur (REGIS & BERNARD, 1994). Le nombre estimé de ces espèces macroscopiques dans le monde entier est d'environ 140 000, soit seulement 10% (environ 14 000 espèces) sont connues (WASSER, 2002). Au Maroc, environ 3 500 champignons supérieurs sont inventoriés, appartenant surtout à la classe des Basidiomycètes mais aussi à celle des Ascomycètes (ABOUROUH, 2011). L'identification et la classification des espèces des champignons ont pendant longtemps été basées sur les caractérisations macroscopiques et microscopiques, ainsi que sur les données écologiques. Aujourd'hui, elles sont basées aussi sur des méthodes reposant sur l'étude des acides nucléiques (ADN et ARN).

Les champignons supérieurs font partie intégrante de la plupart des écosystèmes naturels, et jouent un rôle fondamental, ils sont recycleurs de la matière organique, forment des associations symbiotiques avec les plantes supérieures, et éliminent des individus affaiblis ou malades, accélèrent leur fin de vie.

Les champignons supérieurs sauvages sont consommés depuis des milliers d'années (13 000 ans au Chili) (BOA, 2006). Ils sont considérés comme un aliment complet, sain et adapté pour tous. Les champignons sont consommés pour leurs richesses en valeur nutritive en protéines, glucides, fibres, vitamines et sels minéraux (BAS, 2016 ; REIS *et al.*, 2012a ; BOA, 2006 ; MATTILA *et al.*, 2001), ainsi que pour leur valeur médicinale (CHANG & MILES, 2004). Il est estimé que plus de 3 000 espèces des champignons supérieurs sont consommées à travers le monde (TREMBLAY, 2011) et près de 700 espèces possèdent des propriétés médicinales (WASSER, 2002). Au Maroc, Les champignons comestibles sont peu connus et leur insertion dans les régimes nutritifs très faible, il y a environ seulement une vingtaine de champignons supérieurs sauvages récoltés et consommés (ABOUROUH, 2013). Cependant, les champignons comestibles constituent un appoint non négligeable pour l'alimentation humaine dans plusieurs régions du monde.

A part leur utilisation alimentaire ou gastronomique, les champignons supérieurs sont employés dans les domaines pharmaceutiques, nutraceutiques et cosmétiques. En effet, ils sont utilisés depuis longtemps dans la médecine traditionnelle des pays asiatiques tels que la Chine, le Japon et la Corée (WASSER, 2014). Il est estimé que les champignons en général et les champignons supérieurs médicinaux en particulier possèdent environ 130 fonctions médicinales, notamment antitumorales, immunomodulatrices, antioxydantes, anti-inflammatoires, antiradicalaires, cardiovasculaires, anti-hypercholestérolémies, antivirales, antibactériennes, antiparasitaires, antifongiques, anticancéreuses, détoxifiantes, hépatoprotectrices et antidiabétiques. De nombreux champignons supérieurs, sinon tous, contiennent des composés biologiquement actifs dans les fructifications, le mycélium de culture et le bouillon de culture (WASSER, 2014). Environ 200 espèces comestibles et/ou médicinales sont cultivées expérimentalement, 60 espèces sont cultivées dans un but commercial et 10 espèces sont cultivées dans un but industriel (CHANG & MILES, 2004). Les macromycètes représentent une valeur économique importante pour plusieurs pays développés, en voie de développement ou non développés. Ils ont joué un rôle important en fournissant de nouvelles sources de revenus pour les populations de plusieurs pays (BOA, 2006).

Au Maroc, les études sur les champignons supérieurs commencèrent en 1937 par le travail du mycologue français Werner, intitulé « Notions élémentaires mycologiques sur les champignons du Maroc » (WERNER, 1937), dans la même année Marie et Werner publièrent le travail « Fungi Maroccani ; catalogue raisonné des champignons connus jusqu'ici au Maroc » (MAIRE & WERNER, 1937). En 1970 et 1975, deux ouvrages « Flore des champignons supérieurs du Maroc : Tome I et Tome II » ont été publiés par les mycologues français G. Malençon et R. Bertault (MALENÇON, 1975 ; MALENÇON & BERTAULT, 1970), ces 2 ouvrages n'ont concerné qu'un seul ordre de Basidiomycètes : les Agaricales (847 espèces). D'autres travaux complémentaires ont été publiés par Bertault entre 1978 et 1979 sur les Russules, les Lactaires, les Bolets et les Amanites (HAIMED, 2007). Ces études

restent sporadiques, anciennes et ont besoin de confirmation et d'actualisation avec les nouveaux noms scientifiques qui sont basées sur des outils d'identification plus avancés.

Abourouh identifia une quarantaine espèces ectomycorhiziennes dans la forêt marocaine (ABOUROUH, 2000), et publia en 2011 un livre sur ces champignons (ABOUROUH, 2011). (KHABAR, 2002) publia dans sa thèse plus d'une dizaine d'espèces de Terfass (truffes du désert) récoltés dans la forêt de Mamora. Entre 2005 et 2016, six thèses sont soutenues à la faculté des sciences de Kénitra, ces thèses avaient pour objet la biodiversité fongique du Maroc sous l'encadrement du mycologue Allal Douira (OUABBOU, 2016 ; OUTCOUMIT, 2011 ; LAROUZ, 2007 ; HAIMED, 2007 ; EL-ASSFOURI, 2006 ; AIT AGUIL, 2005).

Au nord du Maroc, comme dans toutes les régions du Maroc (exception de la région de Kénitra-Rabat qui a été bien étudiée), les données sur les champignons supérieurs sont peu nombreuses, sporadiques et anciennes. Elles figurent essentiellement dans les ouvrages publiés par les mycologues français cités ci-dessus, ainsi que dans quelques travaux des chercheurs marocains de l'université Ibn Tofail, Kénitra (AGUIL *et al.*, 2015 ; EL-ASSFOURI *et al.*, 2014 ; KHOLFY *et al.*, 2010 ; OUTCOUMIT *et al.*, 2010 ; HAIMED *et al.*, 2004), et des chercheurs espagnoles (ALCANTARA *et al.*, 2018 ; DANIËLS *et al.*, 2016 ; ALCANTARA *et al.*, 2014).

Problématique et objectifs des travaux de recherche :

⇒ Problématique :

La flore mycologique des régions du Maroc, en particulier du Nord du Maroc est très riche et diversifiée, mais n'est pas efficacement exploitée ou protégée et son potentiel alimentaire et médicinal n'est pas vérifié. Le patrimoine fongique de notre pays est de plus en plus menacé par le changement climatique, les incendies et la destruction directe des forêts. Néanmoins, à notre connaissance, au Maroc, les études sur ces champignons supérieurs ont souvent été qualifiées de descriptives, systématiques et géographiques, alors qu'il n'existe aucune étude sur les compositions chimiques et les activités biologiques. De même, le secteur de la culture des champignons est peu développé au niveau national.

Comment développer cet axe des analyses chimiques et des activités biologiques des champignons supérieurs du Maroc, c'est notre problématique fondamentale dans cette thèse.

⇒ Hypothèse :

Les champignons du Maroc sont également riches en biomolécules qui ont des activités biologiques importantes comme celles étudiées dans d'autres pays.

⇒ Objectifs opérationnels :

Afin de répondre à cette problématique et vérifier notre hypothèse, notre travail de recherche consiste à étudier en plus de la détermination de la mycoflore des principales formations végétales du Nord du Maroc, des études sur les compositions chimiques et les activités biologiques en utilisant un matériel sophistiqué. Dans ce sens, plusieurs objectifs opérationnels ont été définis :

- Récolter et identifier les champignons supérieurs du Nord du Maroc en se basant sur leurs caractères macroscopiques, microscopiques et écologiques.
- Etablir une banque des données des champignons supérieurs du Nord du Maroc et vérifier leurs intérêts (culinaires et médicaux) et leurs nocivités.
- Faire des cultures *in vitro* des champignons supérieurs sauvages d'intérêt alimentaire et médicinaux pour avoir des mycéliums purs afin de les utiliser ultérieurement dans la production des carpophores et des métabolites actifs.
- Extraire des biomolécules fongiques à partir des fructifications des 14 champignons supérieurs récoltés au Nord du Maroc et deux espèces récoltées au Nord du Portugal. Ces 16 champignons sont : *Armillaria mellea* (Maroc et Portugal), *Armillaria cepistipes*, *Fomes fomentarius*, *Ganoderma lucidum*, *Lactarius deliciosus*, *Lactarius sanguifluus*, *Lepista nuda*, *Leucoagaricus leucothites*, *Macrolepiota procera* (Maroc et Portugal), *Paralepiota flaccida*, *Perenniporia ochroleuca*, *Russula delica*, *Stereum hirsutum*, et *Trichaptum biforme*.
- Faire des caractérisations chimiques, des déterminations des composés bioactifs et évaluation des activités antioxydantes de ces 16 champignons supérieurs.
- Evaluer l'activité antibactérienne et antifongique des extraits méthanoliques des espèces *Lactarius sanguifluus*, *Fomes fomentarius* et *Ganoderma lucidum*.

Pour atteindre nos objectifs, ce travail de thèse a été structuré en deux grandes parties, précédée par une introduction générale et terminée par une conclusion générale et des perspectives envisagées

La première partie de synthèse bibliographique regroupe six grands axes, systématiques, mode de vie et développement des champignons supérieurs (axe I), critères et principales clés de détermination des espèces de champignons supérieurs (axe II), champignons supérieurs des principales formations végétales en climat méditerranéens (axe III), culture des champignons supérieurs (axe IV), biomolécules des champignons supérieurs (axe V) et utilité - nocivité des champignons supérieurs (axe VI).

La deuxième partie pratique et technique regroupe trois grands axes : le premier axe (Axe I) a été consacré à l'étude des sites de la récolte, l'identification et la culture *in vitro* des champignons supérieurs récoltés des principales formations végétales du nord du Maroc. Le deuxième axe (axe II) a été consacré aux extractions des biomolécules, aux analyses chimiques et aux activités biologiques des champignons supérieurs sauvages du Maroc. Le troisième axe (axe III) a été consacré à une étude comparative des analyses chimiques et des activités antioxydantes des champignons du Maroc avec celle de Portugal.

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

I. CHAMPIGNONS SUPERIEURS : BASES SYSTEMATIQUES, MODE DE VIE ET DEVELOPPEMENT

Les champignons (*Fungi*, du latin *fungus*) étaient considérés autrefois comme des organismes ressemblant à des plantes car les cellules des champignons ont une paroi cellulaire et contiennent aussi une grande vacuole. Aujourd'hui, ils sont placés indépendamment dans leur propre royaume de rang égal avec les animaux et les plantes et, en fait, ils sont plus étroitement liés aux animaux qu'aux plantes (ROMAGNESI, 1970). Ce règne fongique contient environ 80 000 à 120 000 espèces de champignons qui ont été déjà décrites, bien que le nombre total d'espèces soit estimé à environ 1,5 million (HAWKSWORTH, 2001 ; KIRK *et al.*, 2001). Comme les animaux, ils ont de la chitine dans leurs parois cellulaires et stockent la nourriture de réserve sous forme de glycogène. L'absence de pigments chlorophylliens les rend incapables de faire la synthèse de la matière carbonée indispensable à leur nutrition, ils sont donc hétérotrophes. Les champignons ou les mycètes, sont des organismes eucaryotes uni- ou pluricellulaires, incluant des espèces macroscopiques (Macromycètes) et d'autres microscopiques (Micromycètes) d'aspect filamenteux ou lévuriforme (TABUC, 2007). Certains organismes fongiques ne se multiplient que de manière asexuée, tandis que d'autres ont à la fois une reproduction asexuée et une reproduction sexuée avec alternance de générations. La plupart des champignons produisent un grand nombre de spores, qui sont des cellules haploïdes qui peuvent subir une mitose pour former des individus haploïdes multicellulaires.

1. Principales classes systématiques de champignons supérieurs

L'étude systématique des champignons ne commence vraiment qu'à la fin du 18^{ième} siècle. La classification classique a été basée sur leur morphologie (caractérisations macro et microscopiques) par le travail du Suédois Elias Magnus Fries (1794-1878), le père de la mycologie descriptive, dont le principal ouvrage (FRIES, 1821) est *Systema Mycologicum* (1821).

La classification et l'identification des espèces appartenant au règne des champignons a connu plusieurs modifications. Anciennement, la classification classique des champignons a été basée sur les morphologies, l'une des classifications les plus répandues est celle de Geoffrey Clough Ainsworth (1905-1998) dans son *Dictionary of Fungi* (1971). Selon un autre auteur (AINSWORTH, 1971), les *Fungi* sont classés en deux embranchements, les *Myxomycota* (présentent des plasmodes) et les *Eumycota* (ne présentent pas de plasmode). L'embranchement des *Eumycota* subdivisé en cinq sous-embranchements : Les *Mastigomycotina* (présentent des spores

mobiles -zoospores-), les *Deuteromycotina*, les *Zygomycotina*, les *Ascomycotina* et les *Basidiomycotina* (Fig. 1).

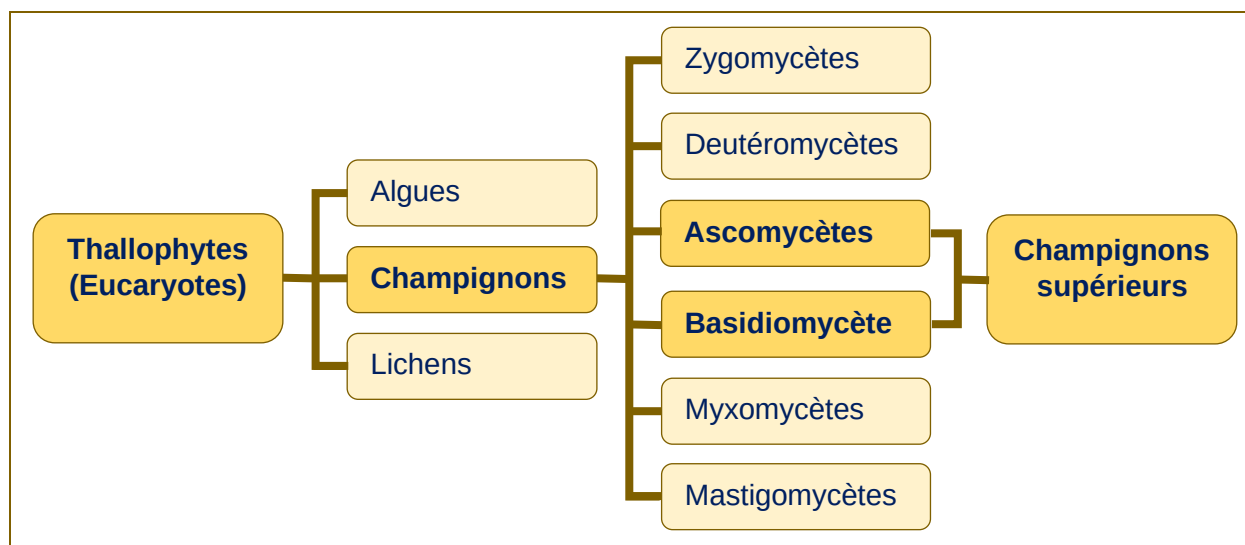


Fig. 1 : Place des champignons supérieurs dans la classification ancienne.

Récemment, les progrès rapides de la biologie moléculaire et du séquençage de l'ADN et de l'ARN continuent de montrer des relations nouvelles et différentes entre les différentes catégories de champignons. La plupart des taxons séquencés et classés jusqu'à présent sont des ascomycètes, des basidiomycètes et encore moins des zygomycètes. Selon le travail phylogénétique des *Fungi* par Hibbett, D.S (HIBBETT *et al.*, 2007), la classification proposée comprend dix phylums qui sont les *Chytridiomycota*, les *Neocallimastigomycota*, les *Blastocladiomycota*, les *Entomophthoromycotina*, les *Zoopagomycotina*, les *Kickxellomycotina*, les *Mucoromycotina*, les *Microsporidia*, les *Glomeromycota*, et le sous-règne *Dikarya* regroupant les *Ascomycota* et les *Basidiomycota*. Cependant, dans la systématique du règne des champignons on y distingue actuellement cinq divisions (ou embranchement) qui ont été établies en fonctions de leurs structures reproductrices ou utilisant la biologie moléculaire, ces divisions sont les suivantes : les *Chytridiomycota*, les *Glomeromycota*, les *Zygomycota*, les *Ascomycota* et les *Basidiomycota* (COURTECUISSÉ & DUHEM, 2011).

Dans la présent étude, nous nous intéressons seulement aux champignons macroscopiques dits champignons supérieurs (Macromycètes) qui sont des champignons formant des fructifications directement observables *in situ* (épigées ou semi-hypogées), no résupinées et supérieurs à 2mm de diamètres ou 1 cm de hauteur (REGIS & BERNARD, 1994), suivant que leurs spores naissent dans des asques (Ascomycètes) ou qu'elles sont portées sur des basides (Basidiomycètes). Cependant, les Ascomycètes et les Basidiomycètes sont des phylums qui sont caractérisés par la présence des espèces macroscopiques et microscopiques dans leurs divisions.

Comme tout autre règne du vivant, le règne des *Fungi* comprend des divisions, elles-mêmes subdivisées en classes ; les classes englobent des ordres qui rassemblent des familles. Chaque famille renferme les genres et les espèces qui représentent la base de la classification. Chaque champignon porte un nom binomial qui débute par le genre et qui se termine par l'espèce (**Tabl. 1**).

Tabl. 1 : Classification adoptant une terminologie en accord avec le code de nomenclature internationale. Exemple avec *Lactarius sanguifluus*

	Radical de terminaisons	Exemple
Règne :	-	Champignons (<i>Fungi</i>)
Division ou phylum :	- <i>mycota</i>	<i>Basidiomycota</i>
Subdivision :	- <i>mycotina</i>	<i>Agaricomycotina</i>
Classe :	- <i>mycetes</i>	<i>Agaricomycetes</i>
Sous-classe :	- <i>mycetidae</i>	<i>Agaricomycetidae</i>
Ordre :	- <i>ales</i>	<i>Russulales</i>
Famille :	- <i>aceae</i>	<i>Russulaceae</i>
Genre :	-	<i>Lactarius</i>
Espèce :	-	<i>Lactarius sanguifluus</i>

1.1. Embranchement des Ascomycètes

L'embranchement des Ascomycètes est le plus grand groupe de champignons, estimé à plus de 64 000 espèces décrites. Comme les champignons qui appartiennent à son groupe sœur, les Basidiomycètes, la majorité des espèces au sein des Ascomycètes sont des champignons filamenteux qui produisent un mycélium dans lequel des hyphes sont régulièrement cloisonnés (MOORE, 2020). Les Ascomycètes supérieurs sont communément appelés champignons du sac. Ces champignons forment des spores méiotiques appelées ascospores, qui sont enfermées dans une structure spéciale en forme de sac appelée asque. Cette division comprend des champignons supérieurs comme les morilles, les truffes, les pézizes, etc.

La classification des Ascomycètes avant la phylogénie moléculaire a été basée sur le type d'ascospore et les asques et qui a subdivisé cet embranchement des *Fungi* en quatre sous classes principales : les Archiascomycètes, les Hémiascomycètes ou Endomycètes et les Euascomycètes ou « vrais Ascomycètes ».

- L'ascocarpe à apothécie, est un ascome en forme de coupe ou de disque avec l'hyménium entièrement exposé (tapissant l'intérieur de la coupe). Lorsqu'elles sont mures, les spores sont libérées d'une façon explosive. C'est typiquement le cas des pézizes.

- L'ascocarpe à périthèce, est un ascome microscopique, en général d'une hauteur de moins de 1 mm, la structure de fructification en forme de sphère, ovale ou en forme de bouteille, constituée d'une paroi et s'ouvrant vers l'extérieur par un ostiole ou une fente. Les spores sont produites à l'intérieur du périthèce et éjectées à travers cet orifice. Souvent les périthèces sont groupés pour former une matrice appelée stroma.
- L'ascocarpe à cleistothèce, est un ascome d'un diamètre de moins de 1 mm, la structure de fructification est complètement fermée. Les spores produites à l'intérieur des asques de cette fructification sont libérées lorsque la paroi extérieure se décompose.
- L'ascocarpe à ascostroma, est un ascome cavitaire semblable au périthèce, mais sans paroi, formé à l'intérieur du tissu hyphal indifférencié.

On définit des regroupements des asques selon leur morphologie intitulé :

- Prototuniqués (asque arrondi), se rencontrent dans les cléistothèces, parfois les périthèces et apothécies, pas de mécanisme actif d'éjection des ascocarpes. A maturité les parois de l'asque disparaissent souvent pour libérer les ascospores.
- Unituniqués (asque avec une seule paroi) operculés avec ouverture à maturité (cavité circulaire de faiblesse), ne se rencontrent que dans les apothécies. Les ascospores sont éjectées à maturité.
- Unituniqués sans opercule, se rencontrent dans les périthèces et apothécies, parfois cléistothèce, caractérisée par la présence d'un anneau élastique qui s'ouvre sous la pression pour éjecter les ascospores à maturité.
- Bituniqués (asques à double paroi, externe fine et interne épaisse et élastique), se rencontrent dans les pseudothèques. A maturité, la paroi externe s'ouvre. De l'eau entre et pousse la paroi à s'allonger. Les ascospores remontent. L'asque s'allonge vers l'extérieur de l'ascocarpe pour libérer les ascospores.

Selon (AINSWORTH & SUSSMAN, 1973) la classification ancienne des Ascomycètes basée sur les types d'ascospores et les asques constitue le sous-embranchement des *Ascomycotina* et se répartissent en six classes : les Hémiascomycètes, les Loculoascomycètes, les Plectomycètes, les Laboulbeniomycètes, les Pyrénomycètes et les Discomycètes.

⇒ **Hémiascomycètes** : Classe caractérisée par l'absence d'ascocarpe et d'hyphes ascogènes, le thalle est mycélien ou lévuriforme. Ils sont subdivisés en : *Endomycétales*, *Protomycétales* et *Taphrinales*.

- ⇒ **Loculoascomycètes** : Classe caractérisée par la présence d'ascocarpe et d'hyphes ascogènes, le thalle est mycélien. Les asques sont bituniqués, l'ascocarpe est un ascostroma. Ils sont subdivisés en : *Myriangiales*, *Dothidéales*, *Pléosporales*, *Hystériales* et *Hémisphaeriales*.
- ⇒ **Plectomycètes** : Classe caractérisée par la présence d'ascocarpe et d'hyphes ascogènes, le thalle est mycélien. Les asques sont unituniqués à paroi fragile ils sont dispersés dans l'ascocarpe lequel est généralement un cleistothèce, les ascospores sont unicellulaires. Ils sont subdivisés en : *Eurotiales*, *Gymnoascales* et *Onygenales*.
- ⇒ **Laboulbeniomycètes** : Classe caractérisée par la présence d'ascocarpe et d'hyphes ascogènes. Les asques sont unituniqués régulièrement répartis dans l'ascocarpe. Le thalle est réduit, ce sont exclusivement des exoparasites d'arthropodes.
- ⇒ **Pyrénomycètes** : Classe caractérisée par la présence d'ascocarpe et d'hyphes ascogènes. Les asques sont unituniqués inoperculés et régulièrement répartis dans l'ascocarpe lequel est un périthèce. Ils sont subdivisés en : *Erysiphales*, *Meliolales*, *Coronophorales* et *Sphaeriales*.
- ⇒ **Discomycètes** : Classe caractérisée par la présence d'ascocarpe et d'hyphes ascogènes. Les asques sont unituniqués inoperculés ou operculés et régulièrement répartis dans l'ascocarpe lequel est une apothécie. Ils sont divisés en : *Medeolariales*, *Cyttariales*, *Tubérales*, *Pézizales*, *Phacidiales*, *Ostropales* et *Helotiales*.

La classification actuelle de l'embranchement des Ascomycètes est basée sur les outils moléculaires (analyses phylogéniques). Dans cette classification, l'embranchement des Ascomycètes comprend trois grands sous-embranchements : les *Taphrinomycotina*, les *Saccharomycotina* et les *Pezizomycotina* (SPATAFORA *et al.*, 2017 ; HIBBETT *et al.*, 2007).

1.1.1. Taphrinomycotina

Le sous-embranchement des *Taphrinomycotina* comprend environ 140 espèces avec les deux formes de croissance des levures et filamenteuses et se caractérise par l'absence d'ascocarpe et asque unitunicate (SPATAFORA *et al.*, 2017). Ce sous-embranchement contient l'ordre *Neolectales* qui appartient aux champignons supérieurs.

1.1.2. Saccharomycotina (anciennement Hémiascomycètes)

Le sous-embranchement des *Saccharomycotina* comprend environ 1 000 espèces dans un seul ordre, *Saccharomycetales*, et 10 familles principales et plusieurs clades non décrits. Les *Saccharomycetales* comprennent la majorité des levures ascomycètes qui sont caractérisées par un

bourgeonnement lors de la reproduction asexuée, ainsi l'absence d'ascocarpe, asque unitunicate (SPATAFORA *et al.*, 2017).

1.1.3. Pezizomycotina (anciennement Euascomycètes)

Le sous-embranchement des *Pezizomycotina* contient le plus d'espèces dans l'embranchement des Ascomycètes avec environ 63 000 espèces qui sont classées en 13 classes et 67 commandes. Les *Pezizomycotina* sont pour la plupart filamenteux, bien que beaucoup soient capables de croissance dimorphique (SPATAFORA *et al.*, 2017) et se caractérisent par la présence d'ascocarpe quand la forme sexuée est connue, ainsi par quatre types d'ascocarpes : Apothécie, Périthèce, Cleistothèce et Ascostromata.

Les champignons supérieurs Ascomycètes qui sont visibles à l'œil nu dans la nature, sont regroupés dans sept classes : une classe appartient au sous-embranchement des *Taphrinomycotina* et six aux sous-embranchements des *Pezizomycotina* (**Tabl. 2**).

- ⇒ **Neoelectomycetes** : est une classe des ascomycètes macroscopiques du sous-embranchement des *Taphrinomycotina*, il comprend un ordre des *Neoelectales*, une famille des *Neoelectomycetes* et quatre espèces ont été décrites : *Neoelecta aurantiaca* ; *Neoelecta flavovirescens* ; *Neoelecta irregularis* et *Neoelecta vitellina*.
- ⇒ **Geoglossomycetes** : Cette classe regroupe des espèces traditionnellement appelées discomycètes inoperculés. Elle est composée d'espèces à ascocarpe de type apothécie, à asque inoperculé, à paroi simple et à spores cloisonnées. Les *Geoglossomycetes* comprennent une seule famille des *Geoglossaceae*, uniques représentants de l'ordre des *Geoglossales* et comporte environ 60 espèces. Les carpophores de la plupart des espèces de la famille des *Geoglossaceae* sont terrestres et généralement petits d'une hauteur de 2 à 8 cm, de couleur sombre. La famille des *Geoglossaceae* regroupe neuf genres : *Geoglossum*, *Glutinoglossum*, *Hemileucoglossum*, *Leucoglossum*, *Nothomitra*, *Sabuloglossum*, *Sarcoleotia* et *Trichoglossum*.
- ⇒ **Leotiomyces** : Cette classe est composée d'espèces ayant généralement une ascocarpe de type apothécie, rarement cléistothèce avec asques inoperculés ou prototuniqués. La classe contient trois ordres des champignons macroscopiques : les *Cyttariales*, les *Helotiales* et les *Leotiales*.
 - L'ordre des *Cyttariales*, beaucoup d'entre eux provoquent de graves maladies des plantes. Cet ordre contient une famille (*Cyttariaceae*), deux genres (*Cyttaria* et *Cyttariella*) et onze espèces.
 - L'ordre des *Helotiales* est le plus grand ordre de discomycètes inoperculés. Cet ordre contient sept familles des champignons macroscopiques (**Tabl. 2**).

- L'ordre des *Leotiales* contient deux familles (les *Bulgariaceae* et les *Leotiaceae*), onze genres et 41 espèces.
- ⇒ **Sordariomycetes** : Cette classe contient la majorité des taxons avec un ascocarpe de type périthèces. Ses asques sont inoperculés et généralement à paroi mince et unituniqués. La classe comprend une famille qui regroupe des champignons macroscopiques (*Xylariales*).
- ⇒ **Orbiliomycetes** : Cette classe est composée des champignons à ascocarpe de type apothécie avec asques inoperculés. Les *Orbiliomycetes* se trouvaient traditionnellement dénommés discomycètes inoperculés. La classe comprend deux genres des champignons macroscopiques (*Hyalorbilia* et *Orbilia*) qui appartiennent à l'ordre des *Orbiliales* et la famille *Orbiliaceae*.
- ⇒ **Eurotiomycetes** : Anciennement, cette classe regroupe les espèces de la classe des Plectomycètes. Elle contient à la fois des moisissures, des levures, et aussi des espèces à ascocarpe, soit de type cléistothèce, soit de type périthèce. Les *Eurotiomycetes* comprennent une famille des champignons macroscopiques celle des *Elaphomycetaceae*, et qui appartient à l'ordre de *Eurotiales*.
- ⇒ **Pezizomycetes** : Les pézizomycètes comprennent un seul ordre, celui des *Pezizales*, et incluent tous les types d'*Ascomycotina* à ascocarpe de type apothécie avec des asques operculés. Ils sont classiquement dénommés champignons en coupe ou encore discomycètes operculés. L'ordre des *Pezizales* contient 199 genres et 1983 espèces réparties dans 16 familles, dont la famille des *Pyrenomataceae* qui contient à elle seule près de 700 espèces (KIRK *et al.*, 2008) (**Tabl. 2**). Cet ordre comprend la plupart des champignons macroscopiques des Ascomycètes, regroupant les pézizes mais pas uniquement. On y trouve des espèces économiquement importantes comme les truffes et les morilles, ainsi les appellations vernaculaires, pézize, gyromitre et helvelle. Les *Pezizales* sont saprophytiques, mycorhiziens ou parasitaires sur les plantes.

Tabl. 2 : Classification actuelle des champignons supérieurs de la division des Ascomycètes.

Sous- embranchement	Class	Ordre	Famille	Exemple de genre
<i>Taphrinomycotina</i>	<i>Neoelectomycetes</i>	<i>Neoelectales</i>	<i>Neoelectaceae</i>	<i>Neoelecta</i>
<i>Pezizomycotina</i>	<i>Geoglossomycetes</i>	<i>Geoglossales</i>	<i>Geoglossaceae</i>	<i>Geoglossum</i> ,
	<i>Leotiomyces</i>	<i>Cyttariales</i>	<i>Cyttariaceae</i>	<i>Cyttaria</i>
		<i>Helotiales</i>	<i>Sclerotiniaceae</i>	<i>Mitrula</i>
			<i>Helotiaceae</i>	<i>Helotium</i>
			<i>Rutstroemiaceae</i>	<i>Rutstroemia</i>
			<i>Dermateaceae</i>	<i>Mollisia</i>
			<i>Hemiphacidiaceae</i>	<i>Chlorencoelia</i>
			<i>Vibrisseaceae</i>	<i>Vibrissea</i>
		<i>Leotiales</i>	<i>Leotiaceae</i>	<i>Leotia</i>
			<i>Bulgariaceae</i>	<i>Bulgaria</i>
	<i>Sordariomycetes</i>	<i>Xylariales</i>	<i>Xylariaceae</i>	<i>Xylaria</i> ,
	<i>Orbiliomycetes</i>	<i>Orbiliiales</i>	<i>Orbiliaceae</i>	<i>Orbilina</i>
	<i>Eurotiomycetes</i>	<i>Eurotiales</i>	<i>Elaphomycetaceae</i>	<i>Elaphomyces</i>
	<i>Pezizomycetes</i>	<i>Pezizales</i>	<i>Ascobolaceae</i>	<i>Ascobolus</i>
			<i>Ascodesmidaceae</i>	<i>Ascodesmis</i>
			<i>Caloscyphaceae</i>	<i>Caloscypha</i>
			<i>Carbomyces</i>	<i>Carbomyces</i>
			<i>Chorioactidaceae</i>	<i>Chorioactis</i>
			<i>Discinaceae</i>	<i>Discina</i>
			<i>Glaziella</i>	<i>Glaziella</i>
			<i>Helvellaceae</i>	<i>Helvella</i>
			<i>Karstenellaceae</i>	<i>Karstenella</i>
			<i>Morchellaceae</i>	<i>Morchella</i>
			<i>Pezizaceae</i>	<i>Peziza</i>
			<i>Pyronemataceae</i>	<i>Pyronema</i>
			<i>Rhizinaceae</i>	<i>Rhizina</i>
			<i>Sarcoscyphaceae</i>	<i>Sarcoscypha</i>
			<i>Sarcosomataceae</i>	<i>Sarcosoma</i>
			<i>Tuberaceae</i>	<i>Tuber</i>
			(Sans famille)	<i>Picoa</i>
				<i>Urceolaria</i>

1.2. Embranchement des Basidiomycètes

L'embranchement des Basidiomycètes, communément appelés « champignons à chapeau », produisent des basidiospores par des cellules appelées basides. Cet embranchement est le deuxième embranchement des *Fungi* le plus riche en espèces avec près de 32 000 espèces décrites, environ un tiers des espèces sont connues comme des champignons supérieurs (HIBBETT *et al.*, 2014 ; KIRK *et al.*, 2001).

L'ancienne classification morphologique des Basidiomycètes par Ainsworth, G.C (AINSWORTH, 1971) subdivisée en trois classes, les Teliomycètes les Hyménomycètes et les Gastéromycètes.

- ⇒ **Teliomycètes** : Classe caractérisée par l'absence de carpophore et les basides sont cloisonnées transversalement. Présence d'un sore produisant des spores de dormance devenant des probasides. Ce sont des champignons parasites des plantes ou charbons des graminées. Ils sont subdivisés en deux ordres : *Uredinales* et *Ustilaginales*.
- ⇒ **Hyménomycètes** (champignons hyménium) : Classe caractérisée par un carpophore généralement bien développé. Les espèces de cette classe produisent des basides et des basidiospores sur un tissu produisant des basides appelées hyménium qui est exposé à l'environnement et éjecte forcément ses basidiospores. Ces champignons comprennent notamment les ordres des *Tremellales*, des *Aphyllorphorales*, des *Agaricales*, des *Boletales*, des *Polyporales*, des *Amanitales* et des *Russulales* (SPATAFORA *et al.*, 2017).
- ⇒ **Gastéromycètes** (champignons de l'estomac) : Classe caractérisée par un carpophore généralement bien développé. Les Gastéromycètes produisent des basides dans une région fermée du carpophore, la gleba, contrairement aux Hyménomycètes ils n'éjectent pas forcément leurs basidiospores. Les spores peuvent être dispersées par le vent et la pluie, comme dans les vesses-de-loup. Cette classe contient cinq ordres : les *Hymenogastrales*, les *Lycoperdales*, les *Sphaerobolales*, les *Nidulariales* et les *Phallales* (SPATAFORA *et al.*, 2017).

D'après les travaux actuels de la classification des champignons en se basant sur les analyses phylogénétiques, l'embranchement des Basidiomycètes comprend trois grands sous-embranchements : les *Ustilaginomycotina*, les *Agaricomycotina* et les *Pucciniomycotina* (HIBBETT *et al.*, 2007 ; SPATAFORA *et al.*, 2017) :

1.2.1. Ustilaginomycotina (équivalent aux Ustilaginomycètes traditionnels)

Le sous-embranchement des *Ustilaginomycotina* comprend environ 1500 espèces qui sont des champignons du charbon et leurs relatifs. La majorité de ces espèces sont parasites de plantes.

Ce sous-embranchement se compose de quatre classes : les Malasséziomycètes, les Ustilaginomycètes, Moniliellomycètes et les Exobasidiomycètes (SPATAFORA *et al.*, 2017).

1.2.2. Pucciniomycotina (équivalent aux Urédiniomycètes traditionnels)

Le sous-embranchement des *Pucciniomycotina* contient actuellement neuf classes et plus de 8000 espèces ont été décrites. La majorité des espèces sont parasites s'associant aux plantes en tant que pathogènes, endophytes et champignons phylloplans, mais il existe également des insectes pathogènes, des mycorhizes d'orchidées, des mycoparasites et des levures d'eau douce et marines (SPATAFORA *et al.*, 2017).

1.2.3. Agaricomycotina (équivalent aux Hyménomycètes et Gastéromycètes traditionnels)

Le sous-embranchement des *Agaricomycotina* contient environ 20 000 espèces décrites et représentent 68% des espèces connues de la division des *Basidiomycotina* soit le tiers des espèces de champignons décrites incluant les champignons médicinaux et comestibles. Environ 98% des espèces d'*Agaricomycotina* connues sous le nom de champignons supérieurs (HIBBETT, 2006 ; KIRK *et al.*, 2001). *Agaricomycotina* comprend quatre classes qui sont les Dacryomycètes, les Agaricomycètes, les Tremellomycètes et Wallemiomycètes. Cette dernière classe se compose de moisissures semblables à des ascomycètes et ne produisent pas de carpophore. Les Dacryomycètes et les Tremellomycètes comprennent les « champignons gelés », qui sont souvent gélatineux, ainsi que de nombreuses espèces de levures, tandis que les Agaricomycètes comprennent certains champignons gélatineux et le reste d'espèces sont des champignons supérieurs qui représentent près de 1/5 de tous les champignons connus (**Tabl. 3**) (SPATAFORA *et al.*, 2017 ; HIBBETT *et al.*, 2014).

Les champignons supérieurs des Basidiomycètes sont regroupés dans les trois classes suivantes :

- ⇒ **Dacryomycètes** : Les espèces de cette classe sont gélatineuses à basidome résupiné, pustuleux, légèrement cérébriforme ou clavarioïde, avec des basides incomplètement cloisonnées en long. Les Dacryomycètes comprennent neuf genres et 101 espèces appartenant à une seule famille, celle des *Dacrymycetaceae* (KIRK *et al.*, 2008).
- ⇒ **Tremellomycètes** : Cette classe comprend trois ordres, mais nous nous intéressons seulement à l'ordre de *Tremellales*, le plus connu et qui comprend les champignons supérieurs de la famille des *Tremellaceae*, aux espèces gélatineuses avec des basides cloisonnées longitudinalement.

⇒ **Agaricomycètes** : Tous les champignons de cette classe produisent des carpophores, donc ils sont des champignons supérieurs avec une vingtaine d'ordre, une centaine de familles, soit quelque 1 100 genres et 21 000 espèces. Ils comprennent les classes des Gastéromycètes et Hyménomycètes traditionnels. La plupart des champignons supérieurs comestibles et/ou médicinaux sont des Agaricomycètes, y compris les champignons saprotrophes cultivés et des espèces sauvages, tels que *Agaricus bisporus*, *Pleurotus ostreatus*, *Lentinula edodes*, *Cantharellus cibarius*, *Tricholoma matsutake*, *Lactarius deliciosus* et *Psilocybe* sp. (**Tabl. 3**) (HIBBETT *et al.*, 2014 ; KIRK *et al.*, 2008).

Tabl. 3 : classification actuelle des champignons supérieurs des Basidiomycètes.

Sous-embranchement	Classe	Sous-classe	Ordre	Exemple de genre
Agaricomycotina	Dacryomycètes	-	Dacrymycetales	Guepiniopsis
	Agaricomycètes	Agaricomycetes 1	Russulales	Russula
			Sebacinales	Sebacina
			Auriculariales	Auricularia
			Lepidostromatales	Lepidostroma
			Cantharellales	Cantharellus
			Corticiales	Corticium
			Gloeophyllales	Veluticeps
			Hymenochaetales	Trichaptum
			Polyporales	Polyporus
			Thelephorales	Thelephora
			Trechisporales	Trechispora
		Phallomycetidae	Gomphales	Gomphus
			Geastrales	Geastrum
			Hysterangiales	Hysterangium
			Phallales	Phallus
		Agaricomycetidae	Atheliales	Athelia
			Agaricales	Agaricus
			Jaapiales	Jaapia
			Amylocorticiales	Podoserpula
			Boletales	Boletus
	Tremellomycètes	-	Tremellales	Tremella

1. Mode de vie des champignons supérieurs.

Les champignons sont des organismes hétérotrophes vis-à-vis du carbone, les champignons supérieurs ont développé trois types de stratégies pour s'approvisionner en matière organique : saprophytisme, parasitisme et mutualisme (symbiose)

1.1. Saprophytisme

Les champignons saprophytes se nourrissent de la matière organique morte (bois, feuilles, cadavres) et permettent sa dégradation. Ils sont les premiers décomposeurs de la matière morte avec les bactéries. En se nourrissant de matière végétale et animale en décomposition, ils participent à l'équilibre biologique des sols où ils transforment la matière organique en matière minérale, ainsi ils participent au cycle de l'azote par la dégradation de l'humus. Les vastes réseaux formés par les hyphes de champignons saprophytes jouent un rôle fondamental dans le maintien de la microstructure des sols et notamment dans la stabilité des agrégats, la circulation et la mise à disposition de nombreux éléments minéraux ou organiques (RODRIGUEZ & REDMAN, 1997). Ces champignons saprophytes jouent donc un rôle très important dans le recyclage de la matière organique sur la terre. Parmi les champignons supérieurs saprophytes, nous citons *Agaricus sp.*, *Lepista sp.*, *Pluteus sp.* ...etc.

1.2. Parasitisme

Les champignons supérieurs parasites se nourrissent de matière organique vivante, par dégradation de l'organisme hôte sur lequel ils poussent, qui est généralement un végétal. *Armillaria sp.*, est le champignon parasite le plus connu, il s'attaque au système racinaire des arbres. Une fois cet arbre mort le champignon parvient à survivre en saprophyte. Les champignons supérieurs parasites ont un intérêt puisqu'ils permettent de réguler l'équilibre des populations dans les écosystèmes. Parmi les champignons supérieurs parasites : *Fomes sp.*, *Armillaria sp.*, *Cordyceps sp.*, ...etc.

1.3. Symbiose

Les champignons supérieurs symbiotiques ont développé quant à eux un système de nutrition particulier. Ils forment une symbiose obligatoire avec des végétaux et se nourrissent des sucres issus de leur photosynthèse (TREMBLAY, 2011). Ces champignons vont développer un réseau de filaments mycéliens à partir de la racine et vont être impliqués dans la nutrition minérale et hydrique des plantes. C'est d'ailleurs une association symbiotique qui aurait permis aux plantes de coloniser le milieu terrestre (SMITH & READ, 2008). Plusieurs champignons qui colonisent les racines de certains arbres

et vivent en symbiose avec eux, cette association est appelée mycorhize. Ces champignons sont des organismes clés pour les arbres qui n'ont pas de poils absorbants. Les mycorhizes améliorent la nutrition et favorisent la croissance et le développement de la plante. Il existe plusieurs exemples de champignons mycorhizateurs, dont les russules, les amanites et les bolets (SANCHEZ, 2006). Outre la capacité des champignons à augmenter l'exploration du milieu extérieur, ils vont également contribuer à la phyto-protection par félicitation des mécanismes de défense (MOREAU, 2002), ainsi que produire des substances biologiquement actives permettant de lutter contre d'autres microorganismes pathogènes pour la plante. Parmi les mycorhizes, nous citons : *Tricholoma sp.*, *Tuber sp.*, *Lactarius sp.*, ...etc.

2. Stades de développement et de reproduction

Les champignons supérieurs sont constitués par deux composantes principales macro-fongiques : une partie végétative ou mycélium et une partie reproductrice ou carpophore. Le mycélium est la partie souterraine de l'organisme, au moyen duquel il se nourrit, tandis que le carpophore la partie reproductrice du champignon, d'origine sexuelle, assure la dissémination de millions de spores. Le sporophore est généralement constitué d'un pied et d'un chapeau, qui porte l'hyménium, c'est la partie fertile du champignon, qui se présente principalement sous forme de lamelles, de tubes, de plis ou d'aiguillons.

2.1. Le stade de développement des champignons supérieurs

Dans la nature, le champignon se reproduit principalement à l'aide de spores qui sont déposés par le vent, l'eau, les animaux qui les transportant. Lorsque ces spores rencontrent un milieu environnemental adéquat, ils germent et développent des filaments, qui constituent le mycélium. Lorsque deux mycéliums hétérothalliques compatibles sexuellement se rencontrent, ils fusionnent pour former un mycélium de fructification. C'est ce mycélium, qui dans des conditions de température et d'humidité adéquates, va fructifier pour produire un carpophore, qui va à son tour produire des spores, et le cycle de vie de du champignon recommencera de nouveau (**Fig. 2**) (GAGNON *et al.*, 2020).

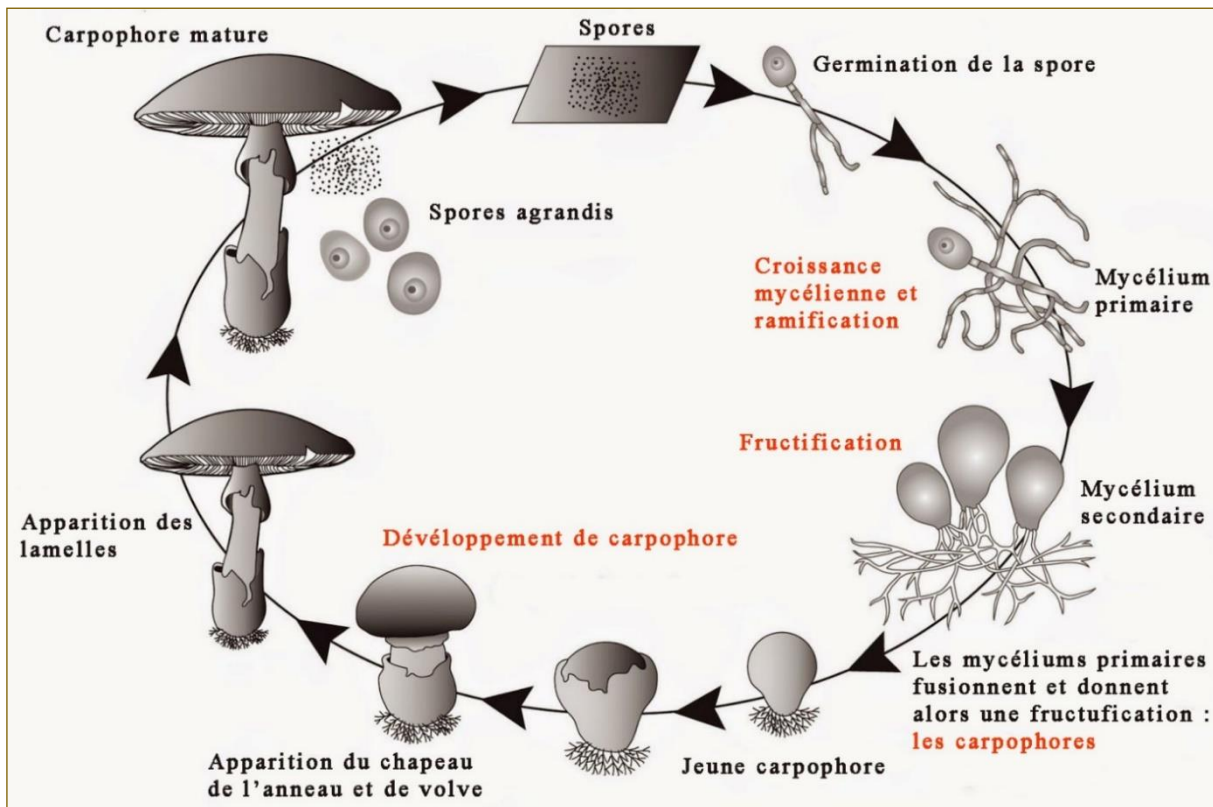


Fig. 2 : Exemple du cycle de développement d'un champignon basidiomycète (PINTEREST, 2021), ajustée.

2.2. Reproduction des champignons supérieurs

Les champignons supérieurs comme tous les membres du règne des *Fungi* sont capables d'effectuer leur reproduction grâce à la formation des spores, selon une manière sexuée ou asexuée (Fig. 3 et 4). Les mitospores sont produites lors de la reproduction asexuée et les méiospores lors de la reproduction sexuée. Les deux types de spores sont produits par le même mycélium mais ils diffèrent grandement par leur forme et sont facilement reconnaissables. Dans le cycle de vie, la reproduction asexuée se produit en premier et peut même être répétée fréquemment avant la reproduction sexuée (CASSELTON & OLESNICKY, 1998). Lorsque les conditions sont favorables, des millions de spores sont libérées et germent, envoyant de minuscules fils appelés hyphes. Ces hyphes trouvent d'autres hyphes avec lesquels ils sont compatibles et fusionnent pour former un réseau de fils appelé mycélium. Le mycélium se développe dans le milieu sur lequel il produit des fructifications, les autres parties de celui-ci étant aériennes. Les hyphes aériens produisent des spores haploïdes qui germent de manière asexuée (NI *et al.*, 2011 ; CASSELTON & OLESNICKY, 1998).

2.2.1. Reproduction chez les ascomycètes

La reproduction sexuée chez champignons ascomycètes s'effectue lorsque les conditions environnementales se montrent adéquates où, deux filaments de mycéliums de polarité opposée l'un vers l'autre hétérothallique et chaque type produit une cellule terminale de grande taille plurinucléées.

Les deux mycéliums haploïdes fusionnent par l'intermédiaire d'un trichogyne (plasmogamie), ainsi que leurs noyaux en passant par le trichogyne. L'ascogone produit des mycéliums dicaryotiques (ou mycéliums secondaires) cloisonnés qui sont incorporées dans une structure complexe appelées ascocarpe. Les cellules à l'extrémité des mycéliums dicaryotiques se dilatent et forment une structure d'un asque. La caryogamie a lieu dans les asques puis les noyaux diploïdes subissent une méiose suivie d'une mitose pour donner à la fin huit noyaux haploïdes, formant ainsi les ascospores qui sont souvent disposées en ligne (NI *et al.*, 2011 ; RAVEN *et al.*, 2011) (**Fig. 3**).

La reproduction asexuée des Ascomycètes est assurée par des spores haploïdes qui se forment à l'extrémité d'hyphes modifiés. Les spores permettent une colonisation rapide d'une nouvelle source de nourritures, elles sont souvent plurinucléées (NI *et al.*, 2011 ; RAVEN *et al.*, 2011) (**Fig. 3**).

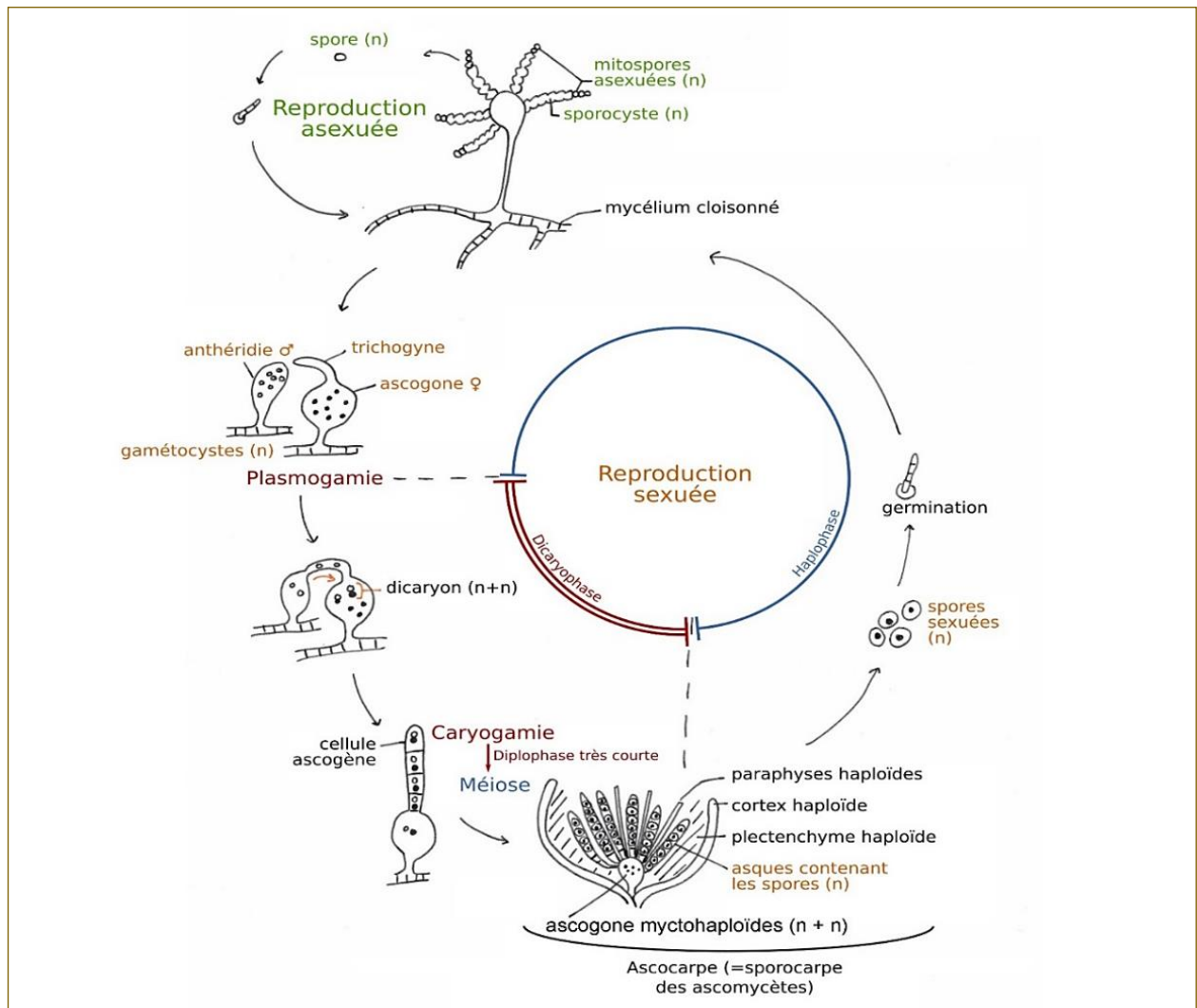


Fig. 3 : Cycle de vie d'une pézize, *Peziza sp.*, une espèce d'Ascomycètes (PLANET-VIE, 2021), ajustée.

2.2.2. Reproduction chez les basidiomycètes

Dans le cas d'une reproduction sexuée. Deux filaments de mycéliums primaires de polarités complémentaires hétérothalliques s'associent par la périthogamie afin de former un mycélium secondaire dicaryotique. Lorsque les conditions environnementales se montrent adéquates, ce mycélium secondaire va s'organiser afin de former une structure de fructification visible, le carpophore. Au niveau de l'hyménium de ce carpophore vont naître des cellules appelées basides. C'est au sein de ces basides que va s'effectuer la caryogamie, c'est-à-dire la fusion des deux noyaux et la formation d'une baside zygote. Puis s'effectue une série de trois divisions, à l'origine de la formation de quatre spores de polarités différentes par baside, c'est la méiose. Le cycle est enfin clos par la libération de ces spores qui seront à l'origine de la formation de mycélium primaire. Une fois les basidiospores parvenues à maturité, elles se détachent des basides et sont dispersées par le vent vers de nouveaux milieux (**Fig. 4**) (RAVEN *et al.*, 2011).

La reproduction asexuée des basidiomycètes s'effectue grâce à la production des spores (asexuée) à l'extrémité d'un filament de mycélium haploïde (ou mycélium primaire) par la mitose. Ce mode de reproduction reste cependant secondaire par rapport à la reproduction sexuée (**Fig. 4**) (NI *et al.*, 2011 ; RAVEN *et al.*, 2011).

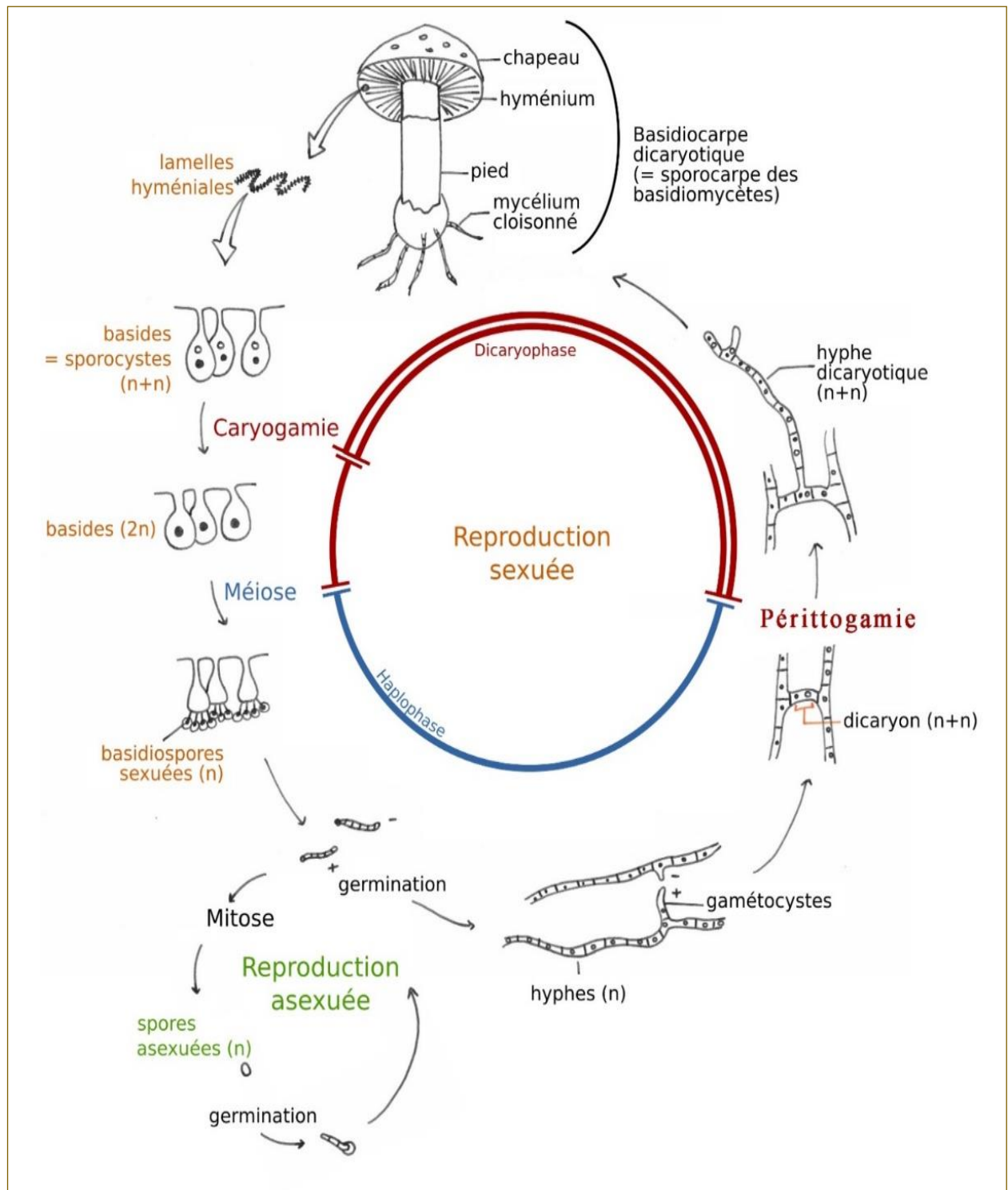


Fig. 4 : Cycle de vie de *Amanita muscaria* une espèce de basidiomycètes (PLANET-VIE, 2021), ajustée.

II. CRITERES ET PRINCIPALES CLÉS DE DETERMINATION DES ESPECES DE CHAMPIGNONS SUPÉRIEURS

La détermination des espèces de champignons supérieurs a pendant longtemps été basée et établie sur des critères morphologiques observables à l'œil nu et des caractères microscopiques de l'espèce, ainsi que sur des données écologiques de champignon. Les progrès récents de la biologie moléculaire ont permis de proposer des outils d'aide à l'identification et la classification des champignons. Cependant, à l'heure actuelle, ces outils ne peuvent pas encore remplacer complètement la détermination classique de champignons supérieurs, et ne pourront pas se substituer à nos clés de détermination (**Ann. 1, 2 et 3**), nos seules possibilités d'identification des espèces récoltées faisant obligatoirement appel aux caractères macroscopiques et microscopique et aussi les études écologiques des espèces.

1. Détermination macroscopique et microscopique

1.1. Critères de détermination macroscopiques

Les critères de détermination macroscopiques d'un champignon supérieur sont basés sur ses caractéristiques morphologiques (**Fig. 5**), de son habitat, de son odeur et de son goût (GEVRY *et al.*, 2009).

Pour déterminer un champignon inconnu, il faut avant de s'attacher à des détails bien précis, considérer les traits généraux suivants (**Fig. 5**) : le milieu dans lequel il se trouve et la saison de la récolte ; s'il pousse de façon isolée, en groupes ou en touffes ; sa forme générale, massive, grêle, possession ou non d'un pied ou un chapeau et la couleur des différentes parties du champignon.

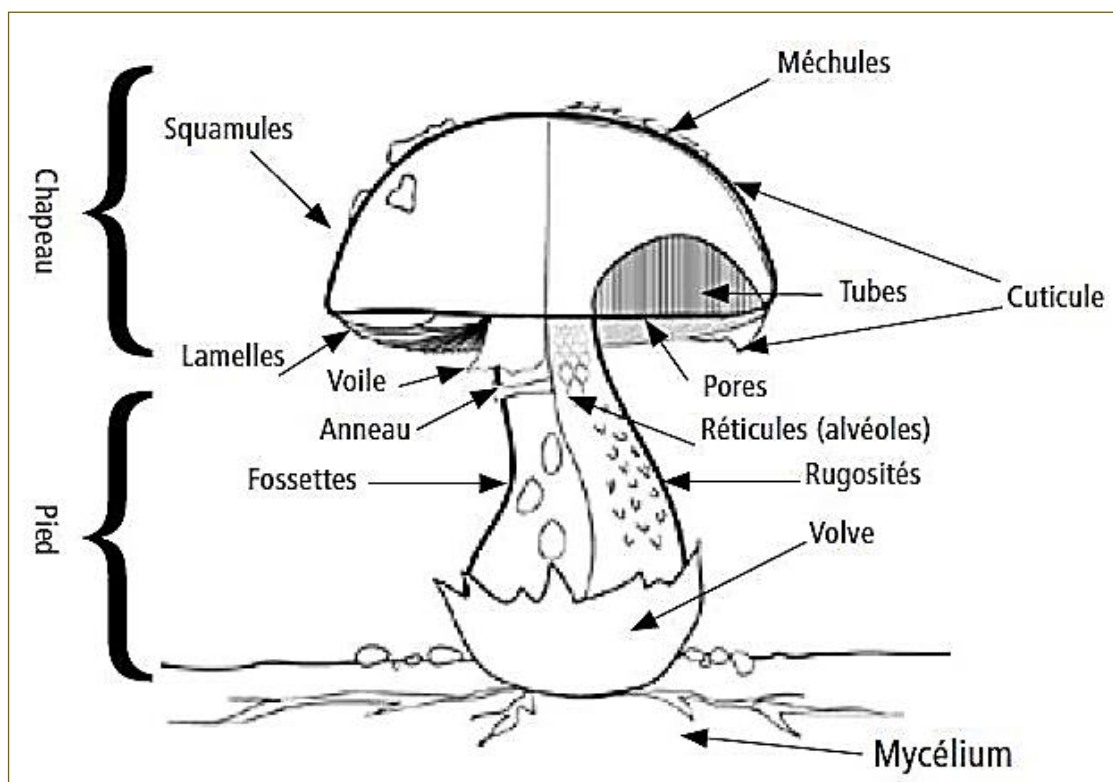


Fig. 5 : Structure morphologique d'un champignon des Basidiomycètes (GEVRY *et al.*, 2009).

Les principaux éléments de détermination macroscopiques d'un champignon selon (NDONG *et al.*, 2011) sont : habitus et mode de croissance, caractéristique du chapeau (pileus) et du pied (stipe), voile, hyménophore et chair (**Ann. 1**).

1.2. Critères de détermination microscopiques

L'examen microscopique des spores et leur organisation est une étape importante où elle complète la description macroscopique et permet de conformer ou d'informer une identification d'un champignon, il se fait après réalisation d'un étalement de tissu d'espèce entre lame et lamelle et coloration de la préparation au Bleu Cotton. Généralement, un examen à l'objectif 40 est suffisant pour mettre en évidence la plupart des éléments importants de diagnose.

Les éléments de détermination microscopiques des champignons supérieurs selon le travail de (NDONG *et al.*, 2011) sont les suivants : Spores, trame et hyménium, basides ou asques, paraphyses et cystides (**Ann. 2**).

2. Détermination génétique et moléculaire

L'identification d'espèces fongiques est traditionnellement fondée sur les caractéristiques morphologiques macroscopiques et microscopiques. Récemment, l'identification et la classification

des champignons supérieurs sont basées sur de nouvelles méthodes plus faciles, plus rapides et plus sûres, ces méthodes reposant sur l'étude des acides nucléiques (ADN et ARN).

Les méthodes les plus intéressantes sont basées sur l'amplification par polymérisation en chaîne (PCR : Polymerase Chain Reaction) des différentes parties du génome en ayant pour cible l'ADN total, l'ADNr nucléaire ou l'ADNr mitochondrial. L'analyse moléculaire de l'ADN est effectuée par de nombreuses techniques comme : la RFLP (Polymorphisme amplifié de longueur des fragments), la RAPD (Amplification aléatoire d'ADN polymorphe) et SSR (microsatellites) (REDECKER *et al.*, 2001 ; ZHOU *et al.*, 2001)

L'analyse de l'ARNr 16S est aujourd'hui largement utilisée pour l'étude de populations bactériennes, et l'analyse des gènes codant pour l'ARNr 18S et des espaces internes transcrits (ITS : Internal Transcribed Spacer) qui sont utilisés de plus en plus pour analyser les populations fongiques. Les gènes codant pour l'ARNr sont des gènes idéaux car ils possèdent des régions conservées entre toutes les bactéries ou champignons, facilitant l'alignement de séquence lorsque des comparaisons sont faites, alors que d'autres régions exhibent des degrés de variations différentes, ne permettant pas la distinction entre différents groupes. L'analyse de la séquence du gène codant pour l'ARNr 16S chez les bactéries permet une discrimination fine. Chez les champignons, la séquence du gène codant pour l'ARNr 18S ne permet qu'une discrimination au niveau des genres et très rarement au niveau des espèces, mais une information plus fine peut être obtenue par l'analyse des régions ITS (PROSSER, 2002)

Si à l'heure actuelle les outils d'identification moléculaire ne semblent pas en mesure de remplacer l'identification morphologique classique, il est probable que dans les années à venir, ces méthodes représenteront des outils particulièrement utiles pour l'identification et la classification des champignons.

3. Clés de détermination des espèces de champignons supérieurs

Les différentes clés présentées dans ce travail en majeure partie dichotomique sont simplifiées et conduiront à un groupe d'espèces que l'on retrouvera dans les parties de descriptions (**Ann. 3**).

Les clés de détermination des espèces de champignons supérieurs basant sur les caractérisations macroscopiques et microscopiques sont présentées dans l'**Annexe 3**.

III. CHAMPIGNONS SUPÉRIEURS DES PRINCIPALES FORMATIONS VÉGÉTALES EN CLIMAT MÉDITERRANÉENS

1. Formations végétales en climat méditerranéen

1.1. Notion de formation végétale

Une formation végétale désigne une communauté d'espèces végétales, caractérisée par une certaine physionomie, et qui détermine un paysage caractéristique. La formation végétale se définit donc comme un ensemble d'espèces réunies sur un territoire déterminé et appartenant à des formes de végétations précises qui se sont assemblées sous l'influence des conditions propres au milieu auquel elles se sont adaptées (WARMING, 1909). On distingue la formation végétale naturelle composée d'arbres sauvages ou spontanées et végétation artificialisée composée d'arbres cultivés. On distingue ainsi, parmi les types de formation les plus courant :

- ⇒ **Forêt** : Elle est principalement constituée par des arbres de hauteur de sept mètres au minimum, mais aussi des buissons et arbustes. Une forêt est une formation végétale au sein de laquelle les arbres entrent en concurrence à la fois par leur partie aérienne et par la partie souterraine. Selon la nature des espèces arborescentes dominantes, on distingue dans la région méditerranéenne ; forêts de conifères, forêts caducifoliées, forêts sclérophylles et les forêts hygrophiles (QUEZEL, 1976).
- ⇒ **Matorral** : C'est une formation végétale où domine les végétaux ligneux bas, ne dépassant pas sept mètres de hauteur et qui dérive directement par dégradation de la forêt où pouvant évoluer jusqu'à ce stade de pour de raison liée soit aux conditions naturelles local.
- ⇒ **Steppes** : Ce sont de types de végétation claire qui se développent dans des zones avec des conditions climatique défavorables ou climat sec. Cette formation naturelle herbacée est très ouverte et très irrégulière.
- ⇒ **Prairies** : Ce sont des formations herbacées haut qui caractérisé les régions tempérées.
- ⇒ **Pelouses** : Ce sont des formations herbacées bas, ils sont formés des graminées et caractérisé les hautes montagnes.

1.2. Principales formations arborescentes en climat méditerranéens

Les formations végétales arborescentes sont définies en climat méditerranéens par l'altitude (étage de végétation), le Bioclimat et le sol. Le **Tableau 4** donné ci-dessous montre les particularités écologiques des principales formations arborescentes en climat méditerranéen et au Maroc (BENABID, 1985).

Tabl. 4 : Particularités écologiques des principales formations arborescentes au Maroc.

Formation et espèce végétale	Etage de végétation* et bioclimat	Espèces vis-à-vis du substrat (Sol)
Acaciaie à <i>Acacia gummiifera</i>	IM et TM à Bioclimat semi-aride, aride à hivers tempéré et chaud.	Indifférente au substrat
Arganeraie à <i>Argania spinosa</i>	IM et TM à Bioclimat aride et semi-aride inférieur chauds et tempérés	Indifférente au substrat
Cédraie à <i>Cedrus atlantica</i>	SP, MM, et OM inférieur à Bioclimat : humide, subhumide à perhumide, froid à extrêmement froid	Indifférente au substrat
Chênaie verte à <i>Quercus rotundifolia</i>	TM au MM et SM à OM à bioclimat semi-aride à perhumide tempérés à extrêmement froides	Indifférente au substrat
Cuprèssaie à <i>Cupressus atlantica</i>	TM au MM à bioclimat semi-aride	Indifférente au substrat
Junipéraie à <i>Juniperus phoenicea</i>	TM, MM, SM et MM à bioclimat semi-aride à subhumide tempéré et chaud et aride supérieur frais froids et très froids	Sols sableux
Oléastre à <i>Olea europea</i>	TM à bioclimat : perhumide, humide, subhumide ou exceptionnellement semi-aride, à hivers chauds et tempérés	Tous les types de sols, préférable sol argilo-limoneux
Pinède à <i>Pinus halepensis</i>	TM, MM, SM et MM à bioclimat semi-aride tempéré et subhumide fraîche et chaude	Indifférente au substrat
Pinède à <i>Pinus nigra</i>	MM à bioclimat perhumide, humide et subhumide	Substrat calcaire
Pinède à <i>Pinus pinaster</i>	SM à bioclimat subhumide et humide tempérés, frais, et froids	Marnes et calcaires
Pistaciaie à <i>Pistacia atlantica</i>	TM à bioclimat aride et semi-aride tempéré et chaud	Indifférent (siliceux et calcaire)
Sapinière à <i>Abies maroccana</i>	SP et MoM à bioclimat : Humide et perhumide ; hiver frais à très froid	Substrat calcaire.
Subéraie à <i>Quercus suber</i>	TM et MM et SP à bioclimat subhumide, humide et perhumide à hiver chaud à tempéré	Limité aux substrats siliceux
Tauzaie à <i>Quercus pyrenaica</i>	MM au SM à Bioclimat humides et perhumide	Indifférent (argileux et calcaire)
Tetraclinaie à <i>Tetraclinis articulata</i>	TM à bioclimat semi-aride à subhumide à hiver chaud à tempéré	Indifférente au substrat
Thuriféraire à <i>Juniperus thurifera</i>	MM et OM à bioclimat Semi-aride, subhumide à hiver froid.	Préférer les sols marneux
Zénaie à <i>Quercus faginea</i> et <i>Q. canariensis</i>	TM, MM et SM à bioclimat subhumide, humide et perhumide, chaud, tempéré, frais et froid	Indifférent (volcaniques, siliceux et calcaire)

*IM : Inframéditerranéen | TM : thermoméditerranéen | MM : mésoméditerranéen | SM : supraméditerranéen | MM : montagnard méditerranéen | OM : oroméditerranéen.

2. Champignons supérieurs identifiées dans les différentes formations végétales

Dans le milieu naturel, la plupart des formations végétales caractérisés par la présence de champignons associés qu'il est nécessaire à la survie des arbres, le lien champignon-végétation est appelé le mycorhize. Il existe plusieurs formes d'associations mycorhiziennes, et dans le domaine des arbres et champignons supérieurs, 80% des champignons supérieurs sont ectomycorhizogènes. Parmi les champignons supérieurs ectomycorhizogènes, on trouve, les bolets, les amanites, les tricholomes, les lactaires, les russules, les hygrophores, les cortinaires, les inocybes, les hébelomes, les chanterelles, les morilles, les truffes, ...etc., que l'on rencontre couramment en forêt. En plus de champignons ectomycorhizogènes, la présence des autres champignons supérieurs surtout les champignons saprophytes dans différentes formations végétales est essentielle, tandis que ces champignons font partie de l'écosystème forestier, décomposant les débris végétaux et les animaux morts en nutriments utiles pour les plantes voisines.

Les tableaux en annexe (**Ann. 4 à 15**) présentent la liste des champignons supérieurs signalés jusqu'à présent dans les différentes formations végétales étudiées. Cette liste a été préparée à partir des données des études précédentes sur les champignons supérieurs du Maroc (ALCANTARA *et al.*, 2018 ; DANIËLS *et al.*, 2016 ; HAIMED *et al.*, 2015 ; NOUNSI *et al.*, 2014 ; ALCANTARA *et al.*, 2014 ; OUTCOUMIT *et al.*, 2014 ; KHOLFY *et al.*, 2014 ; HAIMED *et al.*, 2013 ; OUABBOU *et al.*, 2012 ; EL-ASSFOURI *et al.*, 2011 ; EL KHOLFY *et al.*, 2011 ; KHOLFY *et al.*, 2010 ; LAROUZ *et al.*, 2005 ; EL-ASSFOURI *et al.*, 2003 ; MALENQON & LLIMONA, 1983), de l'Algérie (KHODJA *et al.*, 2020 ; BOUKERKER & BOUMEDJANE, 2018 ; CHEKIREB *et al.*, 2013), de la Tunisie (EL MOKNI & EL AOUNI, 2019 ; OUALI *et al.*, 2018 ; BEN HASSINE BEN ALI, 2016), du Portugal (NATARIO *et al.*, 2019 ; PEREIRA, 2015 ; OLIVEIRA, 2014 ; AZUL *et al.*, 2011 ; ORTEGA *et al.*, 2010 ; BARRICO *et al.*, 2010 ; LOURO *et al.*, 2009 ; PINHO-ALMEIDA *et al.*, 1999) et de l'Espagne (MARTINEZ, 2017a, 2017b ; GASSIBE *et al.*, 2014 ; VASQUEZ, 2014 ; SANCHEZ, 2012 ; GASSIBE *et al.*, 2011 ; ORTEGA *et al.*, 2010 ; CHORÃO, 2009 ; VALENCIANA, 2009 ; SIQUIER *et al.*, 2009 ; VALENCIANA, 2008 ; RIUS, 2006 ; SUAREZ & SUAREZ, 2005 ; MORENO-ARROYO, B. (COORDINADOR), 2004 ; VILA & LLIMONA, 2002 ; SUAREZ & GRACIA, 1997 ; TABARES & ROCABRUNA, 1997 ; HONRUBIA & LLIMONA, 1984 ; MALENQON & LLIMONA, 1983, 1980), ainsi les noms scientifiques et la classification des espèces sont actualisée prenant en considération la classification phylogénétique basée sur la parenté génétique. Ces études bibliographiques montrent que les dix formations végétales étudiées comprennent plus de 2150 champignons supérieurs identifiés, soit 1950 espèces sont des basidiomycètes et 200 des ascomycètes (**Ann. 4 à 15**).

2.1. Les champignons supérieurs des Fagacées (Subéraies, Zénaie, Tauzaie, Chênaie verte)

- ⇒ **Subéraie** : Cette formation contient plus de 1160 espèces des champignons supérieurs avec 88 espèces sont des ascomycètes et 1072 sont des basidiomycètes. Les ascomycètes comprennent 20 familles prédominée par *Pyronemataceae* (18 espèces), *Pezizaceae* (15 espèces) et *Helvellaceae* (14 espèces), tandis que les basidiomycètes contiennent 73 familles, en ceci, *Russulaceae* (147 espèces) étaient la principale famille suivie par *Cortinariaceae* (118 espèces) et *Tricholomataceae* (87 espèces). Plus de 211 espèces des champignons supérieurs ont été trouvés seulement sous la formation prédominée par *Quercus suber*. La plupart de ces espèces sont appartenus aux familles *Russulaceae* (32 espèces) et *Cortinariaceae* (31 espèces) (**Ann. 4, 14 et 15**).
- ⇒ **Zénaie** : Dans cette formation, plus de 847 espèces de champignons sont identifiées, appartenus aux 82 familles, avec 58 espèces sont des ascomycètes et 789 des basidiomycètes, ces dernières contiennent 64 familles prédominant par *Russulaceae*, *Cortinariaceae* et *Tricholomataceae* avec 88, 67 et 59 espèces, respectivement. 38 espèces des champignons sont seulement repérées dans cette formation (**Ann. 5, 14 et 15**).
- ⇒ **Tauzaie** : Environ, 500 espèces des champignons supérieurs sont identifiées dans cette formation des Tauzaie, dont 484 espèces sont des basidiomycètes qui sont dominées par les familles suivantes ; *Russulaceae* (70 espèces), *Cortinariaceae* (62 espèces), *Tricholomataceae* (32 espèces) et *Boletaceae* (31 espèces). Il y a plus de 47 espèces sont trouvées sous la plante de *Q. pyrenaica* (**Ann. 6, 14 et 15**).
- ⇒ **Chênaie verte** : Cette formation comporte la plupart des champignons identifiés dans les formations étudiées avec environ des 1099 espèces appartenant aux 94 familles. La classe des basidiomycètes comprennent la majorité des champignons identifiés dans cette formation avec 1000 espèces appartient aux 69 familles. Ces familles sont dominées par *Cortinariaceae*, *Russulaceae*, *Agaricaceae*, et *Tricholomataceae* avec 105, 93, 81 et 70 espèces, respectivement. Alors que, *Pyronemataceae* (22 espèces), *Pezizaceae* (18 espèces) et *Helvellaceae* (17 espèces) sont les plus abondantes familles trouvées dans la classe des ascomycètes. Selon les littératures dessus, plus 155 espèces de champignons sont trouvées seulement dans la formation de *Quercus rotundifolia* avec 133 espèces sont des basidiomycètes (**Ann. 7, 14 et 15**).

2.2. Les champignons supérieurs des Pinacées (Cédraie, Pinèdes, Sapinière)

- ⇒ **Cédraie** : Cette formation héberge plus de 342 des champignons qui appartient aux 58 familles. *Tricholomataceae* est la famille la plus abondant dans cette formation avec 37 espèces suivie par

Agaricaceae avec 31 espèces et *Hymenogastraceae* avec 23 espèces. Parmi les espèces trouvées, 42 champignons ne se trouvent que dans cette formation (**Ann. 8, 14 et 15**).

⇒ **Pinède** : 671 espèces de champignons ont été identifiées dans une Pinède, soit 610 espèces sont des basidiomycètes, *Tricholomataceae* (65 espèces) et *Agaricaceae* (60 espèces) sont les deux familles plus abondant dans cette formation. Pour la formation à pin maritime, 688 espèces sont identifiées appartenant aux 84 familles, ces familles prédominées par *Tricholomataceae* (61 espèces) et *Russulaceae* (57 espèces) qui sont classés aux basidiomycètes (634 espèces). Alors que la formation à *Pinus nigra* contient plus de 430 champignons supérieurs subdivisés en 59 familles, la majorité de ces espèces sont des basidiomycètes (389 espèces) qui prédominée par les familles *Cortinariaceae* et *Tricholomataceae* (46 espèces), suivi par *Russulaceae* (29 espèces) (**Ann. 9, 14 et 15**).

Selon les littératures observées, la Pinède héberge 190 espèces de champignons supérieurs qui ne sont pas encore identifiées dans les autres formations (69 espèces dans la Pinède à *Pinus halepensis*, 71 espèces dans la Pinède à *P. pinaster* et 50 espèces dans la Pinède à *P. nigra*).

⇒ **Sapinière** : Cette formation comprend plus de 293 des champignons supérieurs identifiées appartenant aux 15 familles de la classe des Ascomycètes (38 espèces) et aux 47 familles de la classe des Basidiomycètes (255 espèces). *Tricholomataceae* est la plus abondante famille dans cette formation avec 32 espèces (**Ann. 10, 14 et 15**).

2.3. Les champignons supérieurs des Cupressacées (Tetraclinaie, Junipéraie)

⇒ **Tétracлинаie** : Cette formation de Thuya contient plus de 153 espèces de champignons supérieurs appartenant aux 47 familles, dont la famille des *Russulaceae* prédomine avec 15 espèces (**Ann. 11, 14 et 15**).

⇒ **Junipéraie rouge ou Genévrier de Phénicie** : Cette formation héberge le moins des espèces que les autres formations étudiées avec seulement 101 espèces identifiées subdivisée en 13 espèces des Ascomycètes et 88 espèces de la classe des Basidiomycètes (**Ann. 12, 14 et 15**).

2.4. Les champignons supérieurs des Oléacées (Oléastraie)

⇒ **Oléastraie** : Environ 300 espèces des champignons supérieurs sont identifiées dans cette formation végétale, qui contenant 54 familles dominant par *Agaricaceae* (24 espèces) et *Hygrophoraceae* (20 espèces) pour la classe des Basidiomycètes (269 espèces) et par la famille de *Helvellaceae* (8 espèces) et de *Pezizaceae* (7 espèces) pour la classe des Ascomycètes (**Ann. 13, 14 et 15**).

IV. CULTURE DES CHAMPIGNONS SUPERIEURS

La culture des champignons supérieurs est une activité mise en œuvre depuis de plus de 200 ans en Europe avec la production de champignons *Agaricus bisporus*, en Asie avec la culture d'espèces telles que *Lentinula edodes* et *Auricularia spp.* Aujourd'hui, environ 200 espèces sont cultivées expérimentalement, 60 espèces sont cultivées dans un but commercial et 10 espèces sont cultivées dans un but industriel (CHANG & MILES, 2004). La culture des champignons a connu dernièrement une accélération spectaculaire pour un intérêt économiquement et scientifiquement très important.

La plupart des espèces cultivées sont des saprophytes, et le nombre de ces espèces saprophytes cultivées augmente régulièrement et des conseils et de l'information pratique sont facilement accessibles, ainsi les technologies sont bien établies (STAMETS, 2000). Le champignon de Paris (*Agaricus bisporus*) reste le plus cultivé et consommé dans le monde entier, suivi par *Lentinula edodes*, *Pleurotus spp.* (en particulier *P. ostreatus*) et *Flammulina velutipes* (KALAC, 2013).

Les champignons supérieurs saprophytes peuvent être mis en culture en milieu plus ou moins contrôlé. Par contre, on ne saurait cultiver les champignons mycorhiziens qu'*in situ*, c'est-à-dire avec les arbres qui sont leurs hôtes. Parmi ces champignons mycorhiziennes, on trouve *Tuber melanosporum* et *Tricholoma matsutake*, etc. (CHANG & MILES, 2004).

Dans cette partie, nous nous intéressons seulement aux techniques développées actuellement dans la culture de champignons saprophytes. Ces techniques de culture de champignons supérieurs se résument en deux grandes phases : phase de culture *in vitro* et phase de culture *in vivo*.

- ⇒ La culture *in vitro* de champignons consiste à obtenir de mycélium pur sur une gélose nutritive puis la culture de mycélium et l'obtention du blanc.
- ⇒ La culture *in vivo* consiste à obtenir les carpophores (Fructification) à partir du blanc.

Il est bien de noter qu'avant de prendre la décision de cultiver une espèce particulière de champignon, il faut bien étudier les conditions physiologiques et environnementales de sa culture ainsi l'usage de champignons à cultiver (alimentation, médecine, compléments alimentaires, mycoremédiation) (SANCHEZ, 2010).

1. Techniques de culture *in vitro*

1.1. Culture de champignons et obtention du mycélium pur

La culture des champignons supérieurs sont réalisés dans différents milieux de cultures que ce soient des milieux solides avec Agar ou des milieux liquides sans Agar. La plupart des espèces de champignons poussent sur les milieux de culture solides qui fournissent aux champignons les nutriments nécessaires à leur développement. Parmi les milieux solides les plus utilisés, on trouve PDA* : milieu d'extrait de pommes de terre (Potato Dextrose Agar) et MEA : (Malt Extract Agar) qui sont les plus utilisées.

Un milieu de culture est un substrat ou une solution qui garantit à un microorganisme les nutriments nécessaires à sa conservation, sa croissance et son développement. Dans les conditions de laboratoire pour réaliser une culture d'un champignon, le milieu de culture doit être contenu une base minérale (Ca, Mg, etc.), source de carbone, oxygène, hydrogène, d'azote et les besoins physico-chimiques appropriés selon le type de champignon à développer (**Fig. 6**).

Le processus de l'obtention de mycélium pur devrait se faire à partir de cultures de tissu ou spores d'un champignon frais et sain afin de produire le blanc pour la production de carpophore ou afin de produire des métabolites actifs à partir de mycélium. De plus, cette procédure est très délicate et doit être toujours effectuée dans des conditions extrêmement stériles et sous hotte en milieu stérile pour éviter toute contamination (**Fig. 6**) (KADHILA-MUANDINGI *et al.*, 2008).

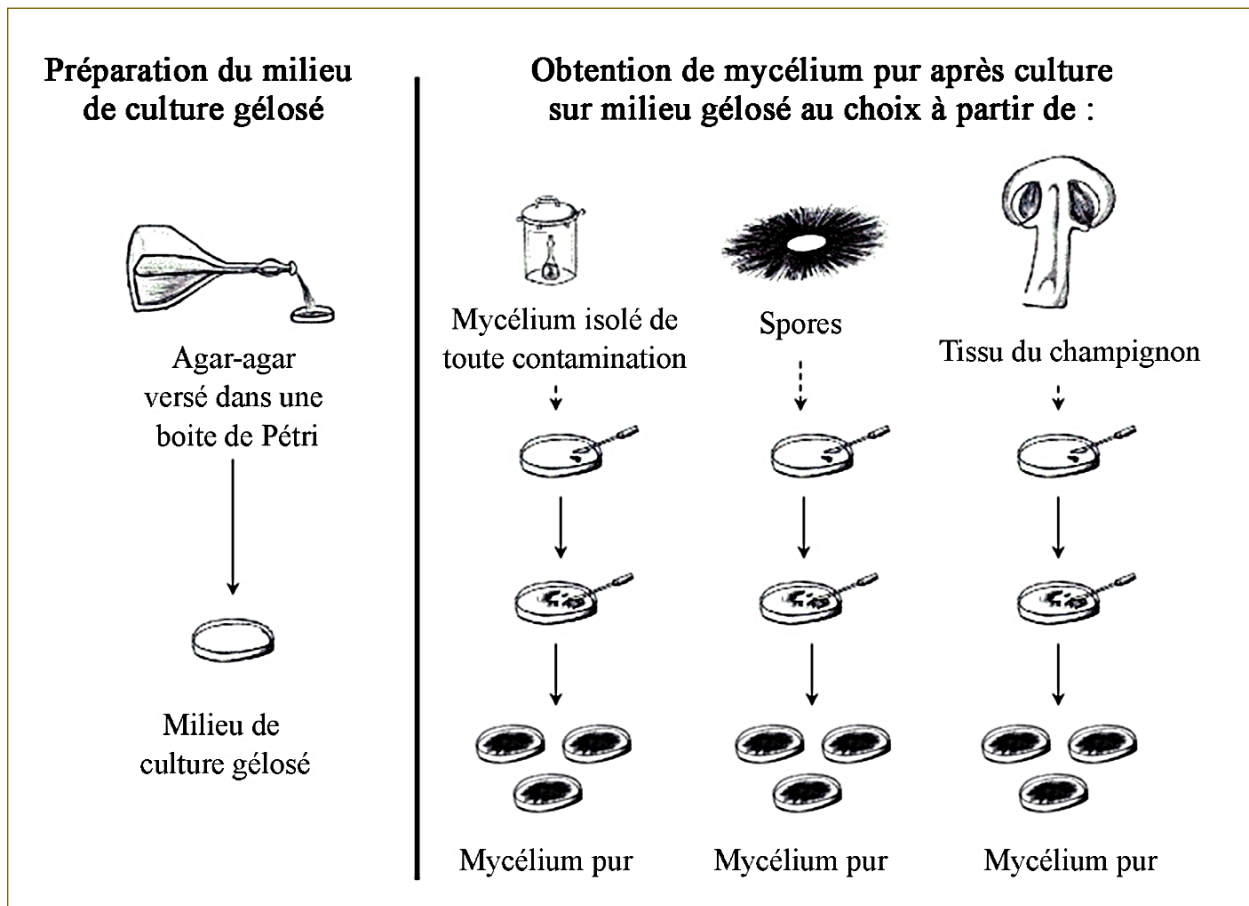


Fig. 6 : Obtention du mycélium pur à cultiver (CASSAR et al., 2016 ; SANCHEZ, 2010 ; STAMETS & CHILTON, 1983), ajustée.

1.1.1. Obtention du mycélium au moyen de tissu

Cette technique d'isolement est l'une des moyens les plus simples d'obtenir une souche pure et le résultat est une copie identique du champignon supérieur à partir duquel le tissu a été obtenu.

Le processus doit commencer par la sélection d'un champignon jeune, puis le champignon est coupé dans le sens de la longueur avec un scalpel stérile. Des petits morceaux du tissu intérieur de champignon sont prélevés et placés dans des boîtes de Pétri avec du milieu de culture et incubées à 20-30 °C dans l'étuve pendant de 3 à 10 jours (dépend d'espèce à cultiver), une croissance mycélienne sous forme cotonneuse sera observée à la surface du milieu. La couleur sera blanche ou blanc jaunâtre, indiquant que l'isolation a réussi. Un tissu bien développé doit être sélectionné et transféré de manière aseptique dans de nouvelles boîtes avec un milieu de culture gélosé. Les boîtes sont incubées à température de 20 à 30°C pendant 10 jours pour une croissance blanche complète de la culture fongique. Les boîtes peuvent être conservées au réfrigérateur à 5°C dans un milieu sombre afin de les utiliser ultérieurement pour la préparation du blanc ou la production des métabolites (**Fig. 6**).

1.1.2. Obtention du mycélium au moyen de spores

La technique consiste à poser le chapeau du champignon à maturité avec les lames tournées vers le bas sur du papier stérile (papier d'aluminium) pendant 10 à 24 heures, puis le champignon est retiré du papier, le laissant imprimé avec les spores sous forme d'une empreinte radiale. Avec du scalpel stérilisé, un petit fragment est découpé et plongé dans 10 ml d'eau distillée stérile froide, en agitant pour que les spores se dissolvent dans le liquide. A partir de cette dilution, à l'aide d'une pipette, prélever 0,5 ml et les placer dans des boîtes de Pétri avec du milieu de culture. La boîte est légèrement déplacée pour répartir uniformément l'eau avec les spores dans tout le milieu. Les boîtes sont incubées dans les mêmes conditions évoquées pour l'isolement par tissu, le développement du mycélium cotonneux sera observé. Tout ce processus doit être effectué dans des conditions de stérilité absolue (**Fig. 6**).

1.2. Culture de mycélium pur pour production des métabolites actifs

Dans la recherche scientifique, en particulier dans le domaine de la médecine et les compléments alimentaires, on peut utiliser les champignons supérieurs pour avoir cultivé leur mycélium afin de produire des métabolites actifs (TANG *et al.*, 2007).

1.2.1. Culture en bioréacteurs ou fermenteurs

Le choix des techniques et des conditions de culture du mycélium pur en bioréacteur (ou fermenteur) dépend du produit fongique à obtenir (LAU *et al.*, 2014) et aussi coût et du rendement comparés pour une espèce donnée de ces deux types de culture de mycélium (**Fig. 7**) (CASSAR *et al.*, 2016 ; TANG *et al.*, 2007). De plus le mycélium pur peut être placé dans :

- ⇒ Des bocal remplis du substrat de croissance correspondant à l'espèce de champignon donnée. C'est le cas de culture en phase solide (**Fig. 7.A**). On peut ainsi, par exemple, obtenir des enzymes industrielles, des biocarburants, des biopesticides ou encore de la nourriture animale enrichie (CASSAR *et al.*, 2016 ; ZHOU *et al.*, 2012).
- ⇒ Des fermenteurs industriels recouverts de liquide et qui sont sous agitation (**Fig. 7.B.a**) ou sans agitation (**Fig. 7.B.b**). C'est le cas de fermentation ou de culture submergée (**Fig. 7.B.**). Ainsi, il y a la possibilité de modifier facilement les conditions de culture pour par exemple produire des métabolites de façon efficace (CASSAR *et al.*, 2016 ; ZHOU *et al.*, 2012).

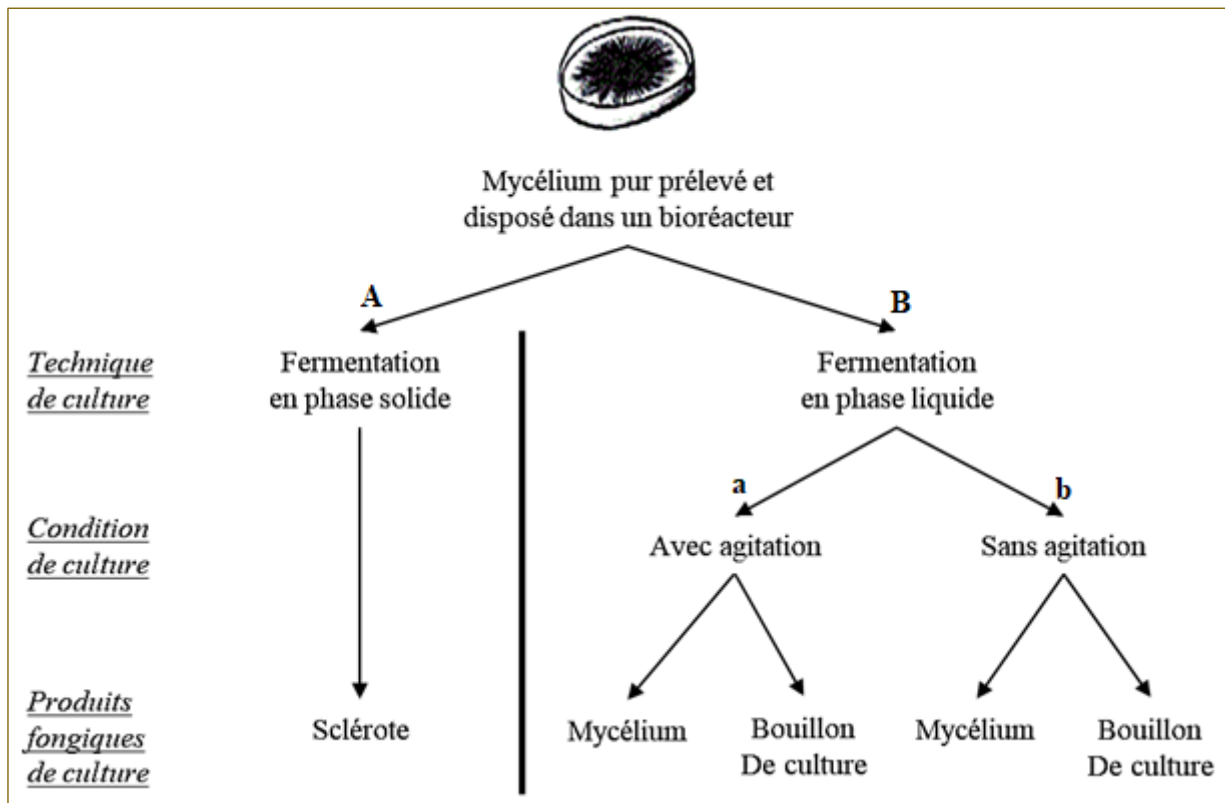


Fig. 7 : Techniques et conditions de cultures en bioréacteurs et produits fongiques obtenus – cas de *Lignosus rhinocerotis* (CASSAR et al., 2016 ; LAU et al., 2014 ; SANCHEZ, 2010), ajustée.

1.2.2. Cas de la fermentation submergée ou culture en phase liquide

Pour avoir produire des métabolites actifs, il y a plusieurs champignons supérieurs peuvent pousser dans des cultures submergées (CHANG & SOLOMON P. WASSER, 2012) incluant les espèces médicinales comme par exemple *Ganoderma lucidum* et *Lentinula edodes* (PETRE & TEODORESCU, 2012). Généralement, dans ce cas des cultures et afin d'obtenir un bon rendement en métabolites, il doit maîtriser les échanges gazeux, l'ajout ou le retrait des substrats destinés aux champignons et la viscosité du bouillon de culture. En effet, avec le temps, le bouillon de culture voit sa viscosité augmenter du fait de l'augmentation voulue du nombre de cellules dans le fermenteur. La viscosité augmente également en cas de changement morphologique dû à une culture mal maîtrisée ou en cas de production importante de composés extracellulaire dont des composés polymériques. Par conséquent, il faut veiller à apporter la bonne proportion d'O₂, et à retirer le bon taux de CO₂, ou encore à agiter convenablement le bouillon sans trop créer de force de cisaillement qui pourrait altérer soit le taux de croissance du champignon, soit la morphologie du champignon, soit la sécrétion de composés, ces deux derniers cas de figure changeant ainsi la viscosité du milieu autant que la production de métabolites par le champignon. Le taux de croissance des champignons sous forme de pelote est stable et donc plus facilement contrôlable dans les bioréacteurs que sous forme de filament. Pour obtenir cette morphologie, il faut aussi s'assurer d'utiliser une température donnée, un pH stabilisé et d'un taux d'aération défini (**Fig. 7**) (CASSAR et al., 2016 ; TANG et al., 2007).

1.3. Obtention de blanc à partir du mycélium pur

Cette étape d'obtention de blanc consiste à mettre un morceau de mycélium pur précédemment préparé dans des substrats de colonisation adéquats stériles. Les récipients destinés à contenir le blanc doivent être des flacons en verre, sacs en polypropylène ou en plastique résistant à la chaleur avec l'ouverture assez large (**Fig. 8**) (SANCHEZ, 2010).

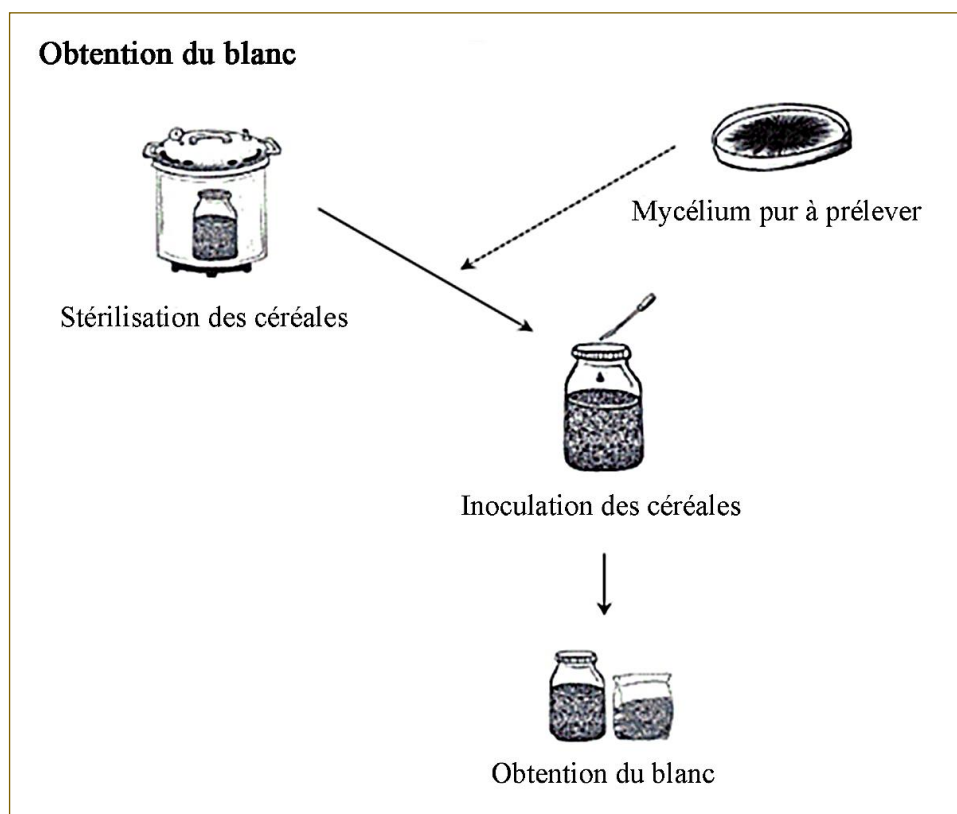


Fig. 8 : Culture des mycélium pur et obtention du blanc (CASSAR et al., 2016 ; SANCHEZ, 2010 ; STAMETS & CHILTON, 1983), ajustée.

Le choix du substrat pour le blanc se fera en fonction de l'espèce cultivée et de méthode de culture. Il y a deux types des substrats du blanc qui sont les plus fréquemment utilisées ; les céréales et sciure de bois. Les céréales sont très nourrissantes pour les champignons et qu'ils forment des grains qu'on peut facilement disperser dans le substrat (ELLIS, 1979), mais aussi ils sont également un substrat idéal d'autre organismes. Les risques de contamination sont donc bien plus élevés qu'avec du blanc cultivé sur de la sciure de bois. Les sortes de céréales comme du seigle, du blé, du riz ou du sorgho et du maïs sont les plus fréquemment utilisées et qui sont préparé avec l'eau distillée (SANCHEZ, 2010 ; BARNEY, 2009). Après stérilisation dans une autoclave à 121 °C, les bouteilles de substrats préparés, peuvent être inoculés.

L'Inoculation du substrat de colonisation est une étape très importante dans le processus de production des champignons, elle est effectuée dans l'objectif de multiplier la quantité du mycélium fongique et aussi d'adapter le mycélium aux conditions de culture finales. Brièvement, après la

préparation de substrat de colonisation et sous un hôte dans des conditions aseptique, l'inoculation du mycélium se fait par clonage d'un morceau d'agar contient le mycélium pur préparé précédemment et doit déposer soigneusement dans un flacon portant le substrat. Pour que le mycélium se développe correctement, et pour éliminer le risque de contamination bactérien il faut veiller à garder une certaine quantité d'air dans le récipient. L'étape suivant consiste à incuber les flacons du blanc dans une étuve à une température de 25 à 30°C jusqu'à ce que mycélium ait envahi le substrat (SANCHEZ, 2010). Le blanc obtenu, si le n'est pas utilisé immédiatement, il peut être conservé de préférence à l'obscurité et réfrigéré à 5 °C jusqu'à trois mois, bien qu'il soit conseillé de l'utiliser une semaine après sa mise au réfrigérateur.

2. Techniques de culture *in vivo*

2.1. Culture de blanc et obtention de carpophores

La culture *in vivo* des champignons supérieurs consiste à cultiver le blanc pur obtenu précédemment jusqu'à obtenir des carpophores. Cette étape varie en fonction de l'espèce cultivée, il est possible que les carpophores apparaissent directement à partir du blanc (**Fig. 9.A**) (exemple d'*Agaricus bisporus*). Le blanc peut aussi être mis en contact avec divers substrats (**Fig. 9.B**) pour constituer une culture en murs (**Fig. 9.B.a**), une culture en suspension (en colonnes) (**Fig. 9.B.b**), une culture en sacs (**Fig. 53.B.c**), ou encore une culture en buttes aussi appelée culture en monticules (**Fig. 9.B.d**). Finalement, il est envisageable d'inoculer des sciures ou des chevilles de bois à partir du blanc (**Fig. 9.C**) pour ensuite faire des cultures sur souches d'arbres (**Fig. 9.C.a**) ou des cultures sur bûches (**Fig. 9.C.b**) (CASSAR *et al.*, 2016 ; SANCHEZ, 2010). Lors des cultures sur bûches, souvent de un mètre de long, des bûches naturelles issues de feuillus tels le chêne peuvent être utilisées, voire des bûches artificielles composés de sciure de bois ou de paille par exemple (BARNEY, 2009).

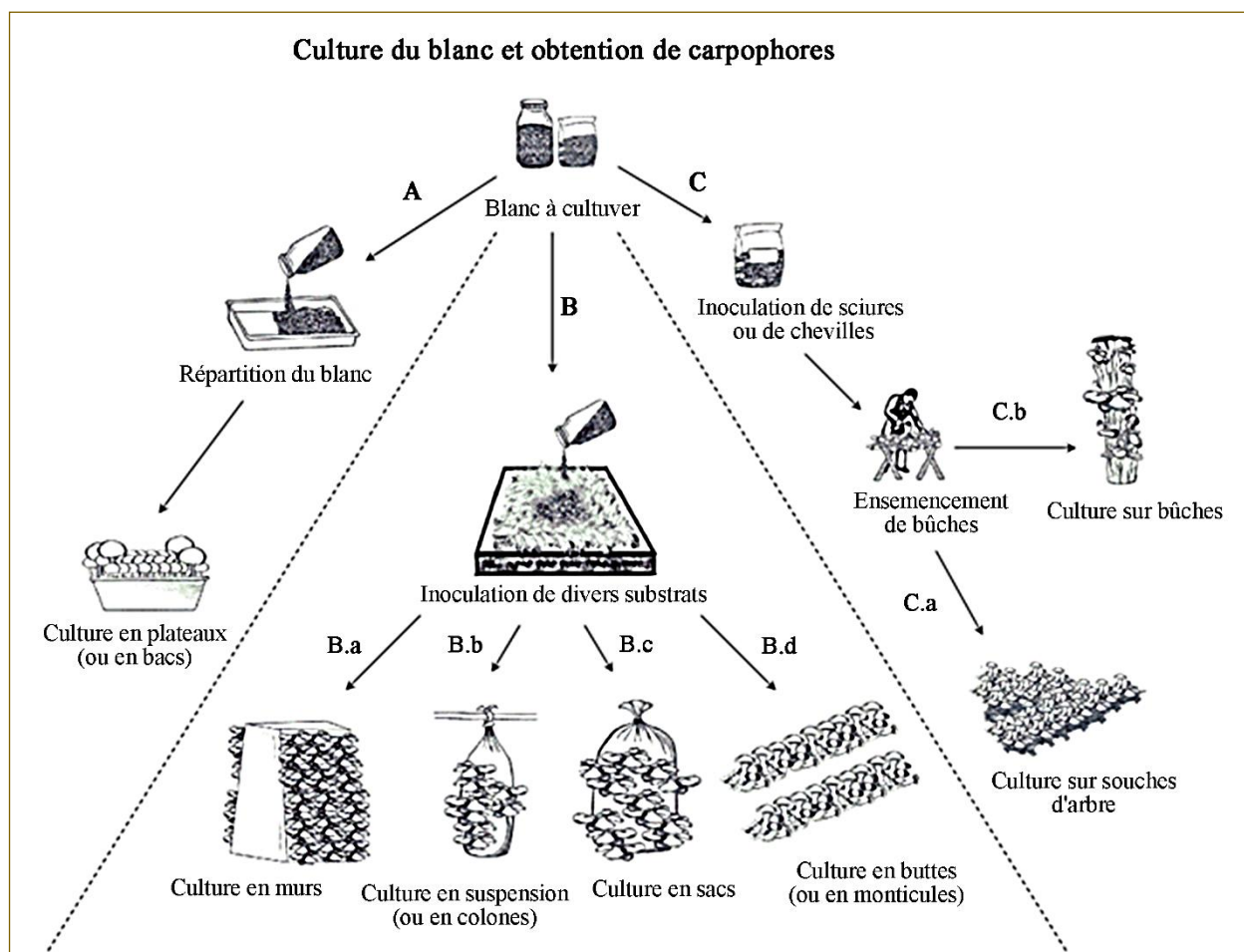


Fig. 9 : Culture du blanc d'arbre et obtention des carpophores (CASSAR et al., 2016 ; SANCHEZ, 2010 ; STAMETS & CHILTON, 1983), ajustée.

2.1.1. Substrats de fructification

Dans le monde des champignons, il y a des espèces qui sont capable de préparer leur propre nourriture à partir de molécules de cellulose complexes qui sont les principaux éléments constitutifs des plantes. Parmi ces champignons, on trouve *Lentinula edodes*, *Pleurotus ostreatus*, *P. eryngii*, *Cyclocybe aegerita*, etc. D'autre part, il y a des espèces qui ne peuvent pas préparer leur propre nourriture comme ; *Agaricus bisporus* et *Coprinus comatus* etc. la principale différence entre ces deux groupes des champignons est leur physiologie et la manière différente dont ils digèrent leur nourriture (MILAN et al., 2017). En effet, les substrats nécessaires à la culture de certaines espèces de champignon doivent être stérilisés mais d'autres champignons peuvent être cultivés grâce à des substrats pasteurisés (c'est le cas pour *Pleurotus Ostreatus*) (SANCHEZ, 2010).

Les principales espèces des champignons supérieurs sont cultivées sur une variété de substrats organiques, incluant les déchets de la production de fumier de cheval, de bovins, d'équidés, de volailles et d'autres animaux domestiques, de coton, de marc du café, paille de céréales, papier, carton, déchets organiques, sciure de bois, drèches, feuilles de bananier, déchets d'agave, pulpe de

soja fumiers, bois, etc. (SANCHEZ, 2010 ; CHANG & MILES, 2004 ; STAMETS & CHILTON, 1983). Après le mélange de substrat et remplissage des récipients (sacs, ...etc.), il doit passer au traitement de substrat par température qui est destiné à tuer les microorganismes compétiteurs et à éliminer les éléments nutritifs facilement solubles. Il y a trois modes de traitement peuvent être réalisé : La pasteurisation à la vapeur, la pasteurisation par immersion dans de l'eau chaude et la stérilisation.

2.1.2. Inoculation du substrat de culture

Le processus d'inoculation du substrat de culture doit être effectué dans un espace propre et stérile, à l'abri du vent et des insectes. Pendant cette étape, l'hygiène reste la base et la plus importante condition qui doit prendre en considération avec la température du substrat que ne doit pas dépasser 20°C. Le blanc doit être brisé en petits morceaux avec des mains propres. L'étape suivante consiste à mélanger le blanc avec le substrat. Le mélange du blanc avec le substrat doit être effectué lentement et uniformément par main ou avec un autre outil pratique. Une propagation uniforme garantira que la croissance mycélienne à partir des points d'inoculation s'interconnectera aussi rapidement que possible en un seul organisme, laissant peu de ressources aux concurrents pour se développer. Quel que soit le matériau utilisé pour préparer le substrat, il doit faire attention à son pH. Le substrat est ensuite emballé dans des sacs en polyéthylène (plastique). Ils ne doivent pas être biodégradable car le champignon va les dégrader au cours de leur croissance (MILAN *et al.*, 2017).

2.1.3. Incubation des cultures

L'incubation des cultures doit être dans des endroits avec des conditions optimales de température, d'humidité, de lumière, voire de composition atmosphérique en gaz, en fonction de l'espèce de champignon et du type de culture (BARNEY, 2009). La température idéale de croissance se situe entre 20 et 30°C. une humidité suffisante est un autre facteur important de production du mycélium. Par conséquent l'humidité relative doit être très élevée.

2.1.4. Fructification

Lorsque le mycélium a complètement colonisé le substrat de fructification, la formation des carpophores doit être encouragée par un changement de température, d'éclairage, de ventilation, et d'humidité puis la contrôle de ses paramètres jusqu'à la récolte de champignon. La phase de fructification exige des conditions climatiques qui varient d'un champignon à autre :

⇒ **La lumière** : une légère lumière avec un éclairage entre 8 et 10 heures par jour avec une lumière blanche ou avec la lumière naturelle. Le taux de lumière élevé peut inhiber la formation des

carpophores et le contraire, un taux bas de lumière va favoriser le développement du pied par rapport au chapeau.

- ⇒ **La température** : pour la fructification, la température doit être plus basses que celles de la croissance mycélienne (jusqu'à atteindre moins de 16°C) pour provoquer la fructification. Ce choc peut être effectué à l'aide des sacs de glace. Pour le développement des Carpophores, la température doit être entre 12 et 30° C.
- ⇒ **L'humidité** : elle est assurée par une pulvérisation continue des sacs pour maintenir l'humidité entre 75 à 90%. Un taux d'humidité trop élevé pour la fructification va favoriser le pied au dépend du chapeau.

3. Liste des champignons supérieurs cultivés

La liste des champignons supérieurs cultivés peut être divisée en deux groupes, le groupe des champignons saprophytes qui sont généralement facile à cultiver, et l'autre groupe des champignons est des espèces ectomycorhiziennes qui précisent une association avec les plantes hôtes. Cette liste a été préparée à partir des données des travaux précédents des auteurs (CASSAR *et al.*, 2016 ; WANG & CHEN, 2014 ; CHANG & MILES, 2004 ; HALL *et al.*, 2003 ; STAMETS, 2000 ; STAMETS & CHILTON, 1983) avec remplacement les noms scientifiques anciens de quelques espèces par les noms récents . Parmi les champignons supérieurs cultivés, on trouve les dix espèces comestibles suivantes : *Agaricus bisporus*, *A. bitorquis*, *Lentinula edodes*, *Pleurotus spp.*, *Auricularia spp.*, *Volvariella volvacea*, *Flammulina velutipes*, *Tremella fuciformis*, *Hypsizygus marmoreus*, *Pholiota nameko* et *Grifola frondosa* qui sont les plus populaires (CHANG & MILES, 2004), plus le médicinal espèce *Ganoderma lucidum* (**Ann. 16**).

V. BIOMOLECULES DES CHAMPIGNONS SUPERIEURS

Les biomolécules sont des composés chimiques que l'on trouve chez un être vivant, elles renferment : carbone, oxygène, hydrogène, azote, soufre et phosphore, ainsi on distingue : les glucides, les lipides, les protéines et les acides nucléiques (BEKARA, 2020). Comme les végétaux, les champignons supérieurs sont considérés comme un important réservoir de biomolécules, très différentes les unes des autres, issues des métabolites primaires et des métabolites secondaires d'un organisme fongique. Les champignons contiennent des glucides (sucres), des lipides, des protéines, des acides nucléiques (ADN et ARN) et des minéraux. Ils renferment également des acides organiques, des vitamines, des composés azotés, des composés organohalogénés, des composés phénoliques, des lectines et des terpénoïdes (GRIFFIN, 1994). Ces substances bioactives possèdent un large spectre d'activités biologiques, à savoir les activités antibactériennes, antifongiques, antivirales, immunosuppresseurs, antitumorales, antioxydantes, immunostimulantes, antifibrotiques, anti-inflammatoires, anti-athérosclérotiques, hypoallergéniques, antiathérogènes, hypoglycémiantes, hépatoprotectrices et hypotensives (FERREIRA *et al.*, 2017). De nombreuses études ont été montrées que les champignons produisent une grande variété de biomolécules à propriétés médicinales, pharmaceutiques, nutraceutiques et alimentaires (FERREIRA *et al.*, 2017).

1. Métabolites des champignons supérieurs

Un métabolite est un composé organique intermédiaire issu du métabolisme. Il y a deux types de métabolites : les métabolites primaires et les métabolites secondaires (MUANDA, 2010).

- ⇒ **Les métabolites primaires** : sont des biomolécules qui sont directement impliqués dans la croissance, le développement et la production normale d'une cellule ou d'un organisme fongique. Les métabolites primaires sont classés en quatre principaux groupes, les glucides (carbohydrates), les protéines, les lipides et les acides nucléiques (ADN et ARN) (MUANDA, 2010).
- ⇒ **Les métabolites secondaires** : sont des biomolécules ayant une répartition limitée dans l'organisme du champignon, mais ils possèdent une fonction écologique importante par sa défense contre les agressions extérieures. Ils sont divisés principalement en quatre grandes familles selon leur structure chimique : les composés phénoliques, les terpènes, les alcaloïdes et les hétérosides.

1.1. Composés phénoliques

Les composés phénoliques ou polyphénols sont des métaboliques secondaires d'un poids moléculaires élevé, largement distribués dans les règnes fongique et végétal. Ils possèdent un ou plusieurs cycles benzéniques (C_6) portant un ou plusieurs hydroxyles ($-OH$). Les composés phénoliques peuvent être regroupés en plusieurs classes dont la plupart ont des représentants chez de nombreux végétaux. Les premiers critères de distinction entre ces classes concernent le nombre d'atomes de carbone constitutifs et la structure de base du squelette carbone (**Tabl. 5**) (MACHEIX, 1996). Parmi les classes des composés phénoliques, nous nous intéressons aux trois grandes classes qui suscitent un intérêt particulier grâce à leurs propriétés fort intéressantes dans les domaines agroalimentaires, cosmétiques et pharmaceutiques. Ces trois classes sont les acides phénoliques, les flavonoïdes et les tannins.

Tabl. 5 : Squelettes des principales classes de composés phénoliques

Nombre d'atome de carbone	Squelette de base	Classe
6	C_6	Phénols simples
7	C_6-C_1	Acides hydroxybenzoïques
9	C_6-C_3	Acides hydroxycinnamiques
		Coumarines
14	$C_6-C_2-C_6$	Stilbènes
15	$C_6-C_3-C_6$	Flavonoïdes
18	$(C_6-C_3)_2$	Lignanes
n	$(C_6-C_3)_n$	Lignines
n	$(C_6-C_3-C_6)_n$	Tannins

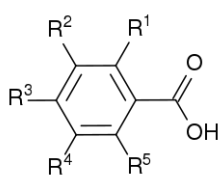
Les composés phénoliques présentent une large gamme des effets biologiques, notamment des activités antibactériennes, anti-inflammatoires, antiallergiques, hépatoprotectrices, antithrombotiques, antivirales, anticancérigènes, vasodilatatrices et des activités antioxydantes (BARROS *et al.*, 2008d). Ils pourraient jouer un rôle protecteur dans les maladies chroniques liées au stress oxydatif, comme le cancer et les maladies cardiovasculaires (REIS *et al.*, 2011b).

1.1.1. Acides phénoliques

Un acide phénolique se définit comme un composé organique possédant un au moins une fonction carboxylique et un hydroxyle phénolique. Les acides phénoliques constituent la classe majeure des composés phénoliques qui se trouvent dans les champignons supérieurs (FERREIRA *et al.*, 2009). Ils sont d'origine d'un acide aminé aromatique, la phénylalanine. On distingue deux classes appartenant à cette sous-famille. Les dérivés d'acide benzoïque et les dérivés d'acide cinnamique (FERREIRA *et al.*, 2009).

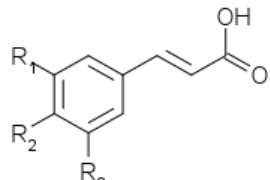
⇒ **Les acides hydroxybenzoïques** : se sont dérivés de l'acide benzoïque (Fig. 1) avec une structure commune pour tous les dérivés en (C₆-C₁). Parmi les principaux composés trouvés dans les champignons supérieurs sont l'acide gallique, *p*-hydroxybenzoïque, protocatéchique, vanillique et séringique (FERREIRA *et al.*, 2009) (**Tabl. 6**).

Tabl. 6 : Principaux acides hydroxybenzoïques chez les champignons supérieurs et leurs structures chimiques

Structure	Substitution					Acides phénoliques
	R ¹	R ²	R ³	R ⁴	R ⁵	
	H	H	OH	H	H	Acide <i>p</i> -hydroxybenzoïque
	H	OH	OH	H	H	Acide protocatéchique
	H	OCH ₃	OH	H	H	Acide gallique
	H	OCH ₃	OH	H	H	Acide vanillique
	H	OCH ₃	OH	OCH ₃	H	Acides syringique

⇒ **Les acides cinnamiques et hydroxycinnamiques** : Les hydroxycinnamiques possèdent une structure de base (C₆-C₃), dont dérivent également d'acide cinnamique. Ils sont plus abondants que les acides hydroxybenzoïques. Ils sont principalement composés d'acide *o*-coumarique et *p*-coumarique, acide caféique, acide férulique et acide sinapique que sont identifiés dans les champignons supérieurs (**Tabl. 7**) (FERREIRA *et al.*, 2009).

Tabl. 7 : Principaux acides hydroxycinnamiques chez les champignons supérieurs et leurs structures chimiques

Structure	Substitution			Acides phénoliques
	R ₁	R ₂	R ₃	
	H	H	H	Acide cinnamique
	H	OH	H	Acide <i>p</i> -coumarique
	OH	OH	H	Acides caféique
	OCH ₃	OH	H	Acide férulique
	OCH ₃	OH	OCH ₃	Acides sinapique

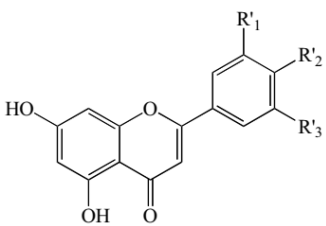
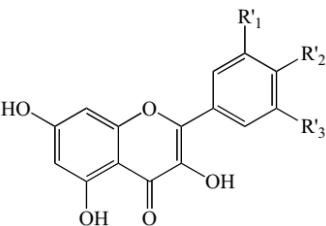
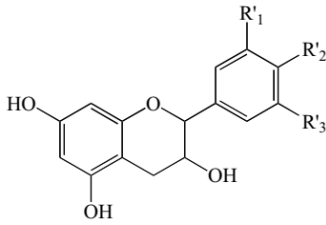
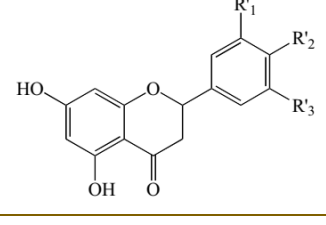
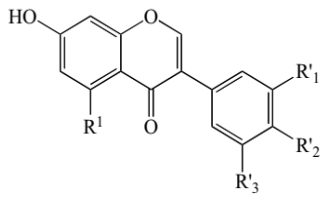
Les champignons supérieurs sont riches en composés bioactifs, particulièrement les acides phénoliques à propriétés antitumoraux, antimicrobiens, antioxydants, et autres propriétés médicinales et ayant la particularité d'être rapidement métabolisable dans le corps humain (HELENO *et al.*, 2015c).

Selon la revue d'Heleno *et al.*, (2015), les acides phénoliques et les composés apparentés identifiés et quantifiés dans des nombreux champignons supérieurs sont : acide caféique, acide cinnamique, acide férulique, acide gallique, acide gentisique, acide *o*-coumarique, acide *p*-coumarique, acide *p*-hydroxybenzoïque, acide protocatéchique, acide sinapique, acide syringique, acide vanillique et acide vératrique (HELENO *et al.*, 2015c ; FERREIRA *et al.*, 2009). Généralement, l'extraction des composés phénoliques se fait par des solvants alcooliques, aqueux ou hydroalcooliques (ces biomolécules sont très solubles), leurs identification et leurs quantification se font par la technique de chromatographie HPLC-SM qui est largement utilisée et recommandées (REIS *et al.*, 2013 ; HELENO *et al.*, 2012 ; BARROS *et al.*, 2009).

1.1.2. Flavonoïdes

Les flavonoïdes sont des métabolites secondaires retrouvés naturellement dans les champignons supérieurs comme les végétaux partageant tous une même structure de base à 15 atomes formée par deux cycles aromatiques reliés par trois carbones (C₆-C₃-C₆). Ils sont caractérisés par leur faible poids et représentant la majorité des composées phénoliques (FERNANDEZ *et al.*, 2006). Les principales flavonoïdes trouvés dans les champignons supérieurs sont regroupées dans le **Tableau 8** (MANACH *et al.*, 2004).

Tabl. 8 : Les principales flavonoïdes trouvés dans les champignons supérieurs (FERREIRA *et al.*, 2009), ajustée.

Classes	Structures chimiques	Substitution			Flavonoïdes trouvés dans les champignons
		R' ₁	R' ₂	R' ₃	
Flavones		H	H	H	Chrysine
Flavonols		OH	OH	H	Quercétine
		OH	OH	H	Rutine*
		H	OH	H	Kaempférol
		OH	OH	OH	Myricétine
Flavanols		H	OH	OH	Catéchine
Flavanones		OH	H	H	Hespérétine
		H	OH	H	Naringénine
		H	OH	H	Naringine**
Isoflavones		H	OCH ₃	H	Formonetim R ₁ = H
		H	OCH ₃	H	Biochanine R ₁ = OH

* OH en position-3 est substitué par le disaccharide rutinose.

** OH en position 7 est substitué par le disaccharide rutinose.

Récemment les flavonoïdes ont suscité un intérêt considérable en raison de leurs effets bénéfiques potentiels sur la santé humaine (BARROS *et al.*, 2008c). Ils sont connus pour leurs activités antioxydants, anti-inflammatoires, oestrogéniques, antitumorales, antivirales et d'autres propriétés médicinales (HARBORNE & WILLIAMS, 2000). Il est bien de noter que les flavonoïdes et les phénols possèdent généralement une forte activité antioxydante vis-à-vis des radicaux libres pouvant causer de nombreuses maladies telles que les maladies cardiaques, le cancer, l'arthrite et le processus de vieillissement lui-même (BARROS *et al.*, 2008c).

De nombreuses études de dosage des extraits de champignons, ont signalé la présence de différentes molécules de flavonoïdes tels que la myricétine, la chrysine, la catéchine, l'hespérétine, la naringénine, la naringine, la formométine, la biochanine, le pyrogallol, le resvératrol, la quercétine, la rutine et le kaempférol (BURULEANU *et al.*, 2018 ; SHARMA & GAUTAM, 2015 ; TEL *et al.*, 2015 ; PEREIRA *et al.*, 2012 ; REIS *et al.*, 2011b ; BARROS *et al.*, 2008d). La teneur totale en flavonoïdes varie selon l'espèce de champignon et le type de solvants utilisés. Par exemple, la teneur totale en flavonoïdes était la plus élevée dans *Volvariella volvacea* lors de l'utilisation d'extrait aqueux (7.29 mg d'équivalent quercétine (EQ)/g d'extrait sec) et de 50% d'extrait éthanolique (9.05 mg EQ/g), mais l'extrait d'éther diéthylique présentait la teneur la plus élevée en *Pleurotus eous* avec 0,94 mg EQ/g poids sec. En effet les solvants polaires peuvent dissoudre davantage de flavonoïdes (BOONSONG *et al.*, 2016).

1.1.3. Tannins

Les tannins sont des composés phénoliques qui diffèrent des flavonoïdes par leurs poids moléculaires élevés (entre 500 et 3000). Les tannins sont présents chez les champignons, par exemple leurs teneurs allant de 0.2 à 0.7 mg d'équivalent catéchine par gramme d'extrait sec chez le champignon *Astraeus hygrometricus* (PAVITHRA *et al.*, 2016). On distingue deux groupes de tannins qui diffèrent par leur structure et par leur origine biogénétique :

- ⇒ **Les tannins hydrolysables** : qui sont des oligo-ou des polyesters d'un sucre et d'un nombre variable d'acide phénolique. Ils sont facilement scindés par les enzymes de tannases en oses et en acide phénolique, selon la nature de celui-ci on distingue : les tannins galliques, et les tannins ellagiques qui sont observés chez les champignons supérieurs avec leur activités antioxydantes (FERREIRA *et al.*, 2009).
- ⇒ **Les tannins condensés ou tannins catéchiques** : sont fondamentalement différents des tannins hydrolysables car ils ne possèdent pas de sucre dans leur édifice moléculaire et leur structure est voisine de celle des flavonoïdes.

Il a été rapporté que les tannins possèdent de potentielles activités anticancérigènes et antimutagènes ainsi que des propriétés antimicrobiennes et immunitaires (stimulation des cellules phagocytaires) (HASLAM, 1996).

1.2. Terpénoïdes

Les terpènes sont des dérivés de l'isoprène C_5H_8 (**Fig. 10**) (MUANDA, 2010). Les terpènes et leurs terpénoïdes dérivés présentent la plus grande catégorie de métabolites avec plus de 55 000 molécules naturelles (DE GEYTER, 2012). Les terpénoïdes constituent un ensemble d'hydrocarbures cycliques ou à chaînes ouvertes, de formule brute $(C_{10}H_{16})_n$ où n peut prendre différentes valeurs selon le nombre d'unité IPP assemblée. Cette catégorie contient les hormones végétales, les pigments, les stéroïdes, les hétérosides. Parmi les principales classes de composés terpéniques trouvés chez champignons supérieurs, on trouve les monoterpènes, les sesquiterpènes, les diterpènes, les triterpènes et les caroténoïdes (**Tabl. 9**) (AYER & BROWNE, 1981).

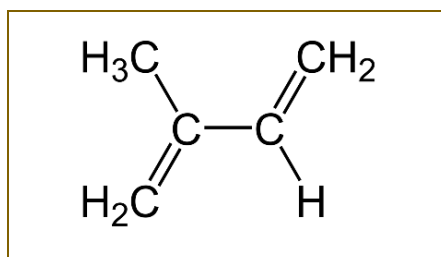


Fig. 10 : Structure chimique de l'isoprène.

Tabl. 9 : Structures des principales classes des terpénoïdes.

Terpènes	Nombre d'unités isoprène	Nombre d'atome de carbone	Formule générale
Monoterpènes	2	10	$C_{10}H_{16}$
Sesquiterpènes	3	15	$C_{15}H_{24}$
Diterpènes	4	20	$C_{20}H_{32}$
Triterpènes (Stéroïdes)	6	30	$C_{30}H_{48}$
Caroténoïdes	8	40	$C_{40}H_{64}$

De nombreuses biomolécules de terpénoïdes isolés à partir de champignons supérieurs sont impliqués dans des activités antioxydants, anti-inflammatoires, antibactériennes, antifongiques, anticancéreuses, antivirales et autres activités médicinales (TAOFIQ *et al.*, 2018 ; MOHAN *et al.*, 2018 ; FERREIRA *et al.*, 2010 ; SANODIYA *et al.*, 2009 ; MORADALI *et al.*, 2007 ; WASSER & WEIS, 1999 ; AYER & BROWNE, 1981). Les acides ganodériques, le ganodériol F, les lucidimols, le ganodermanontriol, l'acide ganolucidique sont des terpénoïdes isolés à partir des espèces de *Ganoderma* ont été démontré exerçant des effets cytotoxiques sur diverses cellules cancéreuses (WU *et al.*, 2013 ; TRIGOS & MEDELLIN, 2011 ; CHENG *et al.*, 2011 ; SANODIYA *et al.*, 2009). Dans notre thèse, nous nous intéressons plus sur les terpénoïdes de classe des stéroïdes et des caroténoïdes.

1.2.1. Caroténoïdes

Les caroténoïdes sont les pigments naturels les plus répandus qui ont reçu une attention considérable en raison de leurs rôles provitamines et antioxydants. Ils sont synthétisés par les plantes, les micro-organismes et les champignons. Les fruits et légumes constituent les principales sources de caroténoïdes dans l'alimentation humaine. Près de 90 % des caroténoïdes sont représentés par le β -carotène (orange), l' α -carotène, le lycopène (rouge), la lutéine et la β -cryptoxanthine (**Fig. 11**) (FERREIRA *et al.*, 2009 ; BARROS, 2008). Les caroténoïdes semblent être responsables dans la prévention de maladies humaines, notamment les maladies cardiovasculaires, le cancer et d'autres maladies chroniques. Les β -carotène, les α -carotènes et les β -cryptoxanthines sont d'importantes précurseurs de la vitamine A.

Les caroténoïdes ont été repérés dans plusieurs espèces des champignons supérieurs soit en utilisant une HPLC couplée à un détecteur UV ou à fluorescence, soit en suivant des procédures de spectrophotomètre (FERREIRA *et al.*, 2009). Le β -carotène et le lycopène sont les principaux caroténoïdes présents chez plusieurs espèces de champignons en quantité considérable (STRAPAC *et al.*, 2016 ; SHARMA & GAUTAM, 2015 ; TEL *et al.*, 2015 ; FERREIRA *et al.*, 2009 ; BARROS *et al.*, 2008d, 2007d). Par exemple le champignon comestible *Agaricus arvensis* contient 2.97 $\mu\text{g/g}$ de β -carotène et 1 $\mu\text{g/g}$ de lycopène dans l'extrait sec de champignon (BARROS *et al.*, 2007d).

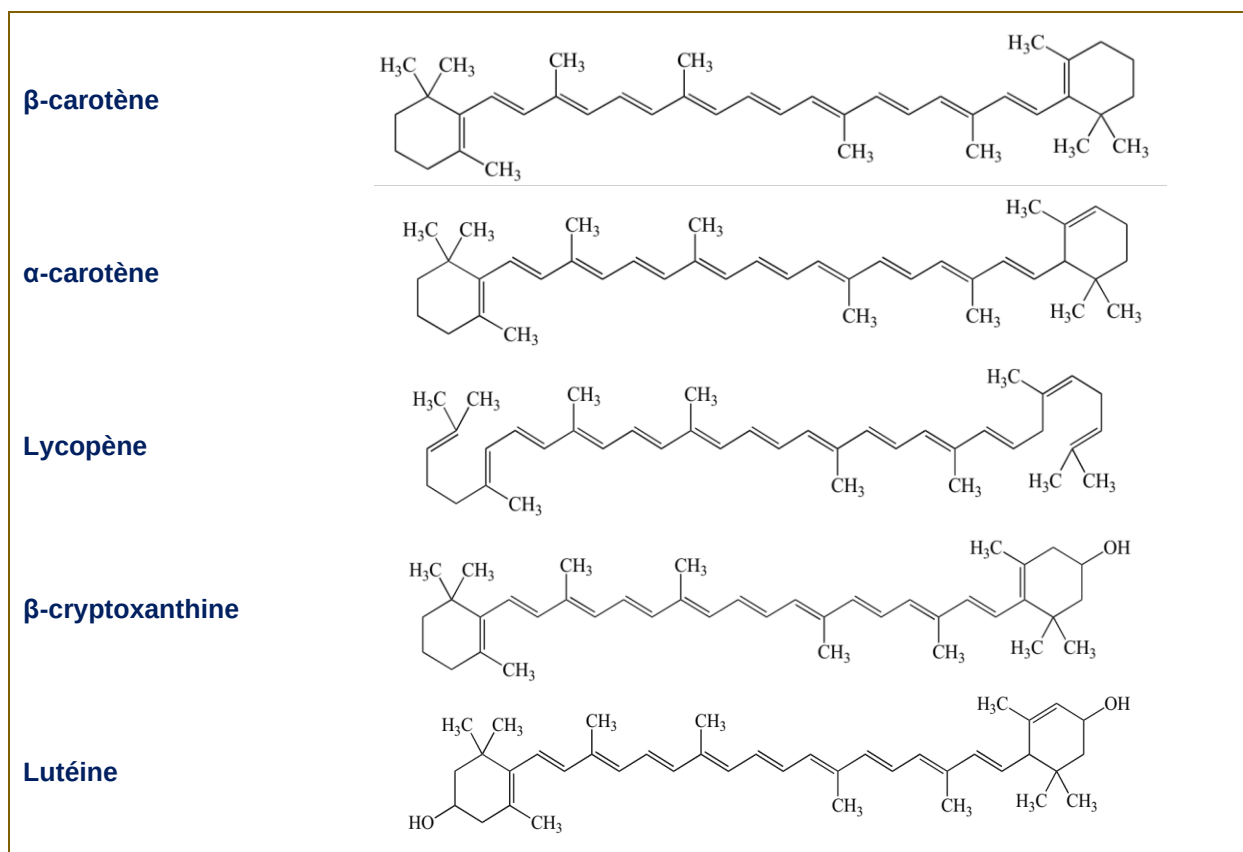


Fig. 11 : Les structures de certains caroténoïdes alimentaires majeurs (FERREIRA *et al.*, 2009).

1.2.2. Stéroïdes

Un stéroïde est un type de composé des terpénoïdes qui contient un arrangement spécifique de quatre anneaux reliés les uns aux autres (**Fig. 12.a**) (DE GEYTER, 2012). Généralement, les stéroïdes ont été rapporté de jouer plusieurs fonctions biologiques telles que la fonction antitumorale, antioxydante, immunitaire ainsi que la prévention des maladies courantes (TAOFIQ *et al.*, 2016b), ainsi, ils ont été utilisés dans le traitement de plusieurs maladies, y compris les maladies topiques, l'inflammation, l'anémie, la néoplasie, la reconstruction des muscles après une maladie débilitante et l'ostéoporose chez les femmes ménopausées. Les stérols sont des formes spéciales de stéroïdes que l'on peut trouver chez animaux (zoostéroïdes), les plantes (phytostéroïdes) et les champignons (mycostéroïdes) (BARREIRA & FERREIRA, 2015).

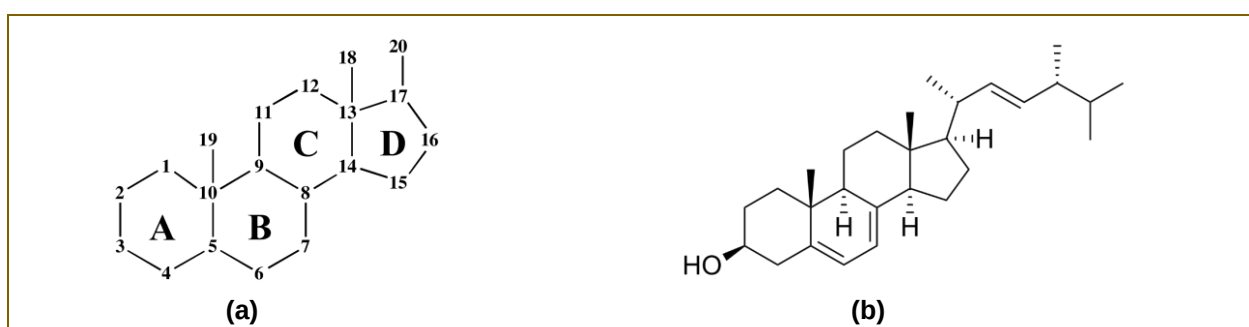


Fig. 12 : (a) : Noyau stéroïde et (b) : Structure d'ergostérol de formule chimique $C_{28}H_{44}O$ (BARREIRA & FERREIRA, 2015).

L'ergostérol est le principal stérol trouvé chez les champignons supérieurs (**Fig. 12.b**) (CHANG & MILES, 2004). Il existe une forme d'ergostérol libre et une forme d'ergostérol estérifié. L'ergostérol libre est le plus important pour l'intégrité de la cellule et contribue à diverses fonctions cellulaires. L'ester d'ergostérol séquestré dans les particules lipidiques cytosoliques est une forme de stockage inerte du stérol et peut servir d'intermédiaire pour l'approvisionnement en ergostérol (BARREIRA & FERREIRA, 2015). Une étude a montré que les trois espèces de truffes, à savoir *Tuber melanosporum*, *T. aestivum* et *T. indicum* ont une considérable teneurs d'ergostérol libre et d'ergostérol estérifié (VILLARES *et al.*, 2012).

Une étude menée par Taofiq *et al.*, (2016) a montré que l'ergostérol est présents en quantité importante dans les extraits éthanoliques de trois champignons alimentaires, *Agaricus bisporus*, *Lentinula edodes* et *Pleurotus ostreatus* (TAOFIQ *et al.*, 2016a). L'ergostérol et les autres stérols ont été également identifiés et quantifiés dans plusieurs espèces de champignons supérieurs comestibles et/ou médicinales : *Agaricus bisporus*, *Flammulina velutipes*, *Lentinula edodes*, *Pleurotus eryngii*, *P. ostreatus*, *Amanita caesarea*, *Boletus edulis*, *Cantharellus cibarius*, *Fistulina hepatica*, *Lactarius deliciosus*, *Macrolepiota procera*, et *Morchella esculenta* (BARREIRA *et al.*, 2014).

De nombreuses études effectuées ont montré que la molécule d'ergostérol et ses produits de peroxydation ont des activités antioxydantes, anti-inflammatoires, antimicrobiennes et antitumorales (BARREIRA & FERREIRA, 2015 ; VILLARES *et al.*, 2012) et peuvent être utilisés comme ingrédients cosmétiques (TAOFIQ *et al.*, 2016a, 2019a).

1.3. Carbohydrates (Glucides)

Les glucides (carbohydrates) comprennent les sucres, l'amidon et les fibres. Les sucres ou glucides simples sont les monosaccharides (sucres simples) et les disaccharides (sucres doubles), tandis que les polysaccharides appelés aussi glucides complexes se définissent comme des composés d'une longue chaîne d'unités monosaccharidiques arrangées sous forme d'amidon, de glycogène ou de fibres. Tous ces glucides sont composés d'un seul sucre glucose et d'autres composés dont la composition et la structure ressemblent beaucoup au glucose. Les glucides sont la source d'énergie préférée pour de nombreuses fonctions du corps humain et animal (DEBRUYNE *et al.*, 2016).

Les biomolécules de ces groupes ont été montrées qu'elles contiennent des propriétés médicinales importantes, en particulier les polysaccharides qui seront cités ci-dessous.

Les glucides sont des composés majeurs de champignons supérieurs et leur teneur totale varie de 35% à 75% en poids sec avec des variations selon les différentes espèces (CHEUNG, 2013). Donc les champignons sont considérés comme l'un des meilleures sources des glucides naturelles.

1.3.1. Glucides simples (Mono et disaccharides)

Les sucres ou glucides simples regroupent biomolécules des monosaccharides et des disaccharides. Le glucose, le fructose et le galactose sont les trois monosaccharides importants en nutrition, ils ont le même nombre et type d'atomes mais dans des arrangements différents. Concernant les disaccharides, le maltose, le saccharose et le lactose sont importants en nutrition et tous les trois contiennent du glucose comme l'un de leurs sucres simples (DEBRUYNE *et al.*, 2016).

Plusieurs champignons constituent une source riche en sucres tels que l'arabinose, le fructose, le fucose, le galactose, le glucose, le maltose, le mannitol, le mannose, le rhamnose, le saccharose, le tréhalose et la xylose. Parmi ceux-ci, le tréhalose, le mannitol et le fructose sont les principaux sucres déterminés dans les champignons supérieurs (TOLEDO *et al.*, 2016 ; SHARMA & GAUTAM, 2015 ; LEAL *et al.*, 2013 ; HELENO *et al.*, 2012 ; BELUHAN & RANOGAJEC, 2011). Parmi les composés des monosaccharides avec des rôles biologiques, on trouve les groupes suivantes : aldose, cétooses, sucres désoxy, sucres aminés, acides de sucre, alcools de sucre (KYOTO UNIVERSITY

BIOINFORMATICS CENTER., 2015). Ces groupes des biomolécules sont largement trouvés dans des extraits méthanoliques de champignons supérieurs (ERBIAI *et al.*, 2021b, 2021a).

En plus de l'importance des glucides simples en nutrition, certaines biomolécules de monosaccharides incluant le glucose, le galactose, le mannose, le xylose, l'arabinose, le fucose, le ribose et l'acide glucuronique présentant des activités antitumorales (ZHANG *et al.*, 2007).

1.3.2. Polysaccharides

Les polysaccharides sont composés presque entièrement de glucose et dans certains cas, d'autres monosaccharides. Le glycogène, l'amidon et les fibres sont les trois types de polysaccharides le plus importants en nutrition (DEBRUYNE *et al.*, 2016). Le glycogène est une forme de stockage d'énergie pour les êtres humains, les animaux et les champignons.

Les polysaccharides fongiques sont des biomolécules à hauts poids moléculaires, ils peuvent être divisés en α -glucanes (ex. amidon cellulose ou chitine), et en β -glucane. Les β -glucanes sont constitués du β -(1-3)-D-glucanes (1-15 unités) avec différents degrés de ramifications β -(1-6)-D-glucopyranosyl (WASSER, 2014 ; MORADALI *et al.*, 2007), Les hétéro- β -glucanes avec des ramifications de monosaccharide (acide glucuronique, xylose, galactose, mannose, arabinose ou glucose) ou de combinaisons.

Les polysaccharides, les polysaccharides-peptides et les complexes polysaccharide-protéine ont montré des activités efficaces telles que les effets immunomodultrices, anticancéreuses (MORADALI *et al.*, 2007), anti-inflammatoires, antioxydants, antitumorales, antimicrobiennes, anti-âge, neuroprotection (LI & SHAH, 2016 ; TAOFIQ *et al.*, 2016b) et abaisser le taux de cholestérol dans le sang (CHEUNG, 1998). Les β -glucane et leurs dérivés sont responsables d'importantes activités immunomodultrices et antitumorales (GRIENKE *et al.*, 2014 ; MORADALI *et al.*, 2007). Il existe trois agents antitumoraux de nature polysaccharidique, à savoir lentinane, schizophyllane et polysaccharide lié aux protéines (PSK, Krestin) sont isolées à partir des champignons *Lentinula edodes*, *Schizophyllum commune* et *Trametes versicolor* respectivement, et sont devenue un grand marque sur le marché japonaise (OOI & LIU, 2000).

Les polysaccharides à propriétés médicinales ont été déjà isolés à partir des carpophores et des mycéliums cultivés de champignons supérieurs (LI & SHAH, 2014 ; KIM *et al.*, 2014 ; CHEN *et al.*, 2013 ; PARK, 2013 ; RUTHES *et al.*, 2013 ; WU *et al.*, 2012 ; CHEN *et al.*, 2011 ; VAZ *et al.*, 2010 ; ITO *et al.*, 1976). Cependant, quantitativement et qualitativement, le carpophore reste la meilleure source de polysaccharides que le mycélium.

1.4. Acides aminés, gras et organiques

1.4.1. Acides aminés

Les acides aminés sont des molécules organiques unitaires à fonction carboxyle $-\text{COOH}$ et à fonction amine $-\text{NH}_2$, qui associées dans un ordre précis, vont former des protéines à propriétés chimiques spécifiques. Il existe 21 acides aminés, desquels neuf sont essentiels pour l'Homme.

Les acides aminés sont présents dans les différentes parties de champignons supérieurs (XU *et al.*, 2019 ; MATTILA *et al.*, 2002). Certaines études ont même soutenu que les compositions en acides aminés des champignons supérieurs sont comparables à celles des protéines animales, ce qui est particulièrement important étant donné que la nutrition humaine est devenue plus compliquée depuis l'apparition de maladies liées à la viande animale (BARROS *et al.*, 2007a).

Les acides aminés sont considérés comme des antioxydantes, ils réduisent les hydroperoxydes de manière non radicale (BARROS, 2008). Des nombreuses études ont montrés que les champignons supérieurs constituent une source importante d'acides aminés essentiels et non essentiels (**Tabl. 10**) (XU *et al.*, 2019 ; FERREIRA *et al.*, 2017 ; SHARMA & GAUTAM, 2015 ; LIU *et al.*, 2012 ; BELUHAN & RANOAJEC, 2011 ; MATTILA *et al.*, 2002 ; SENATORE, 1990), et que les acides aminés non essentiels sont présents en quantités considérables dans les champignons sauvages. Ces acides jouent un rôle important dans la structure des cellules, des tissus et des organes et sont donc essentiels à la croissance et à la réparation (BARROS, 2008).

Tabl. 10 : Principales acides aminés trouvés dans les champignons supérieurs.

Acides aminés		
Acide aspartique	Histidine*	Proline
Acide glutamique	Isoleucine*	Sérine
Alanine	Leucine*	Thréonine*
Arginine	Lysine	Tryptophane*
Cystine	Méthionine*	Tyrosine
Glycine	Phénylalanine*	Valine*

* : acides aminés essentiels.

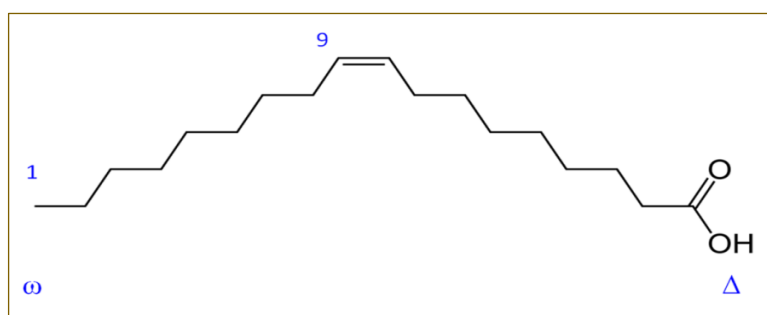
1.4.2. Acides gras

Acides gras font partie de la classe des lipides. Les lipides dans les aliments et le corps humain comprennent les triglycérides, les phospholipides et les stérols (**Tabl. 11**) (DEBRUYNE *et al.*, 2016).

Tabl. 11 : La famille des lipides existant dans les aliments et corps humain (DEBRUYNE et al., 2016).

Triglycérides (graisses et huiles)	Glycérols (1 par triglycéride)	
	Acides gras	Acides gras saturés
		Acides gras monoinsaturés
		Acides gras polyinsaturés (omega-6, omega-3)
Phospholipides (comme les lécithines)		
Stérols (comme les cholestérols)		

Les acides gras sont constitués d'une chaîne hydrocarbonée de longueur variable, avec un groupe carboxyle (COOH) à une extrémité (l'extrémité delta (Δ)) et un groupe méthyle (CH₃) à l'autre extrémité (l'oméga (ω) ou l'extrémité n-) (**Fig. 13**) (REIS, 2017).

**Fig. 13** : La structure chimique d'acide oléique (REIS, 2017).

Les acides gras peuvent classés comme saturés (pas de doubles liaisons), monoinsaturés (simple double liaison) et polyinsaturés (plusieurs doubles liaisons). Bien que les acides gras principalement présents dans les aliments soient composés de 14 à 22 atomes de carbone, la longueur de leur chaîne principale peut aller de 2 à 80 atomes de carbone. Bien que leurs fonctions principales soient associées au stockage et à l'approvisionnement en énergie, ils remplissent également des fonctions structurales et métaboliques notamment au niveau de la membrane cellulaire (REIS, 2017).

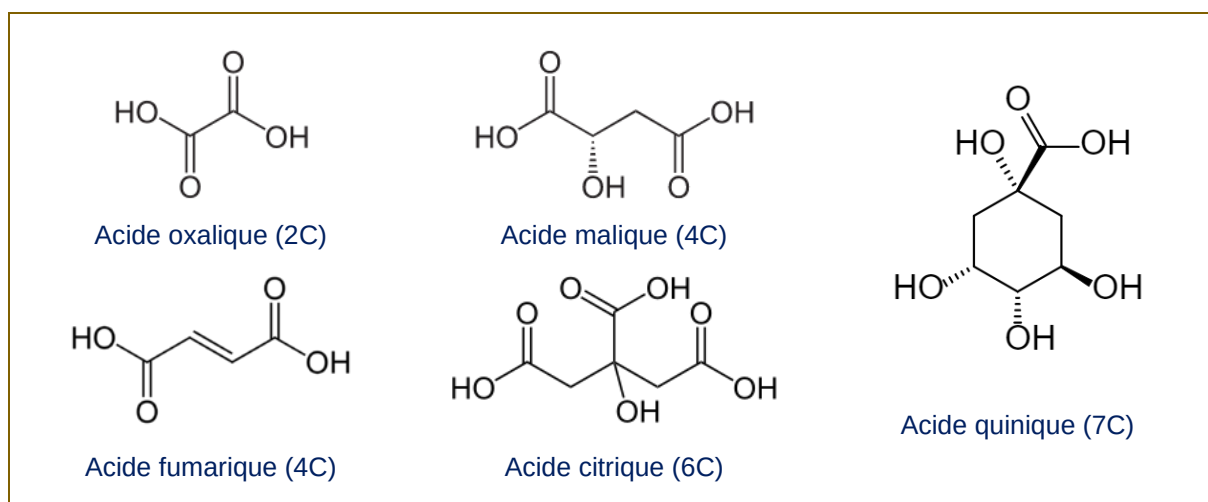
Bien que la teneur en matière grasses dans les champignons supérieurs soit faible, il est possible de trouver une large gamme d'acides gras (REIS, 2017). Les principales acides gras retrouvés chez les champignons supérieurs sont l'acide palmitique saturé (C16:0), l'acide oléique insaturé (C18:1) et l'acide linoléique polyinsaturé (C18:2n6) (MAREKOV et al., 2012 ; WEETE, 1974). Ces deux derniers acides gras insaturés sont souvent signalés comme étant potentiellement bénéfiques pour la santé, cependant associés à un faible risque de processus inflammatoires, de maladies cardiovasculaires ou de développement de cancer (REIS, 2017). Le **Tableau 12** regroupe principales acides gras retrouvés dans des nombreux champignons supérieurs.

Tabl. 12 : Les principales acides gras trouvés dans les champignons supérieurs (REIS *et al.*, 2014b ; MAREKOV *et al.*, 2012 ; VAZ *et al.*, 2011b ; RIBEIRO *et al.*, 2009), ajustée.

Nombre de lipides (forme C:D)	Acides gras	Nombre de lipides (forme C:D)	Acides gras
C6:0	Acide caproïque	C18:1n9	Acide oléique
C8:0	Acide caprylique	C18:2	Acide linolélaïque
C10:0	Acide caprique	C18:2n6	Acide linoléique
C11:0	Acide undécanoïque	C18:3n3	Acide α -linolénique
C12:0	Acide laurique	C20:0	Acide arachidique
C13:0	Acide tridécylique	C20:1	Acide eicosénoïque
C14:0	Acide myristique	C20:2	Acide eicosadiénoïque
C14:1	Acide myristoléique	C20:3n3	Acide eicosatriénoïque
C15:0	Acide pentadécanoïque	C20:5n3	Acide eicosapentaénoïque
C16:0	Acide palmitique	C21:0	Acide hénéicosanoïque
C16:1	Acide palmitoléique	C22:0	Acide béhénique
C17:0	Acide heptadécanoïque	C22:1n9	Acide érucique
C17:1	Acide heptadécénoïque	C23:0	Acide tricosanoïque
C18:0	Acide stéarique	C24:0	Acide lignocérique
C18:1	Acide élaïdique	C24:1	Acide nervonique

1.4.3. Acides organiques

Les acides organiques sont des acides faibles, solubles dans l'eau et les solvants organiques, comprenant un groupe de substances ayant des propriétés acides. Ces acides sont caractérisés par le groupement carboxyle (-COOH), qui se dissocie en un proton et la base conjuguée, leur conférant les propriétés acides. Ils sont appelés acides carboxylique, caractérisés par la présence d'un ou plusieurs groupe carboxyle. Habituellement, ils contribuent aux propriétés organoleptiques, à la stabilité et au contrôle microbiologique des aliments (REIS, 2017). Ils sont classés en fonction de leur structure chimique, notamment le type de chaîne carbonée, le degré de saturation et de substitution, et le nombre de groupes carboxyles (**Fig. 14**) (REIS, 2017).

**Fig. 14** : Structure chimique de certains acides organiques présents dans les aliments (REIS, 2017).

Les acides organiques sont identifiés et quantifiés dans plusieurs champignons supérieurs, en particulier l'acide oxalique, l'acide fumarique, l'acide citrique, l'acide malique et l'acide quinique qui sont trouvés en quantités considérables (TOLEDO *et al.*, 2016 ; LEAL *et al.*, 2013 ; BARROS *et al.*, 2013 ; RIBEIRO *et al.*, 2008, 2007). D'autres acides organiques ont été déterminés chez les champignons tels que, l'acide cétoglutarique, l'acide shikimique, l'acide succinique, et l'acide cis-aconitique (RIBEIRO *et al.*, 2008, 2007). Une étude menée par (RIBEIRO *et al.*, 2008) a montré que les acides organiques sont présents en quantité importante dans les quatre champignons sauvages comestibles étudiés, dont *Amanita rubescens* présentant la teneur totale la plus élevée. Ces acides organiques (l'acide citrique et l'acide fumarique) de préférence présents dans le chapeau ont bien montré une activité antioxydante (RIBEIRO *et al.*, 2008, 2007). L'acide fumarique a également des propriétés antimicrobiennes et acidifiantes (TOLEDO *et al.*, 2016).

1.5. Les vitamines

Les champignons supérieurs ont été considérés comme une bonne source de vitamines en raison des taux élevés de riboflavine (vitamine B2), de niacine, d'acide folique, d'acide ascorbique (vitamine C), vitamine B₁, vitamine D, β-carotène (précurseur de la vitamine A), vitamine E et vitamine B₁₂. La vitamine D a été trouvée seulement chez les champignons comme une source naturel d'aliment (MATTILA *et al.*, 2001). Les vitamines C et E (tocophérols) sont très répandues chez les champignons supérieurs et sont largement connus comme des antioxydantes naturelles.

1.5.1. Vitamine C

La vitamine C connu sous le nom d'acide ascorbique, est très répandu dans la nature. La vitamine C est molécule hydrosoluble avec une structure similaire au glucose ($C_6H_8O_6$) (REIS, 2017). On en trouve dans les champignons supérieurs, les végétaux et également dans les produits animaux. Il a un caractère acide et intervient dans les échanges d'oxydo-réduction grâce à sa fonction ène-diol et se transforme en acide déshydroascorbique (**Fig. 15**) qui a la même activité biologique que l'acide ascorbique (BRUNO & NICOLAS, 2004). C'est un antioxygène, acidifiant, séquestrant et renforçateur de goût.

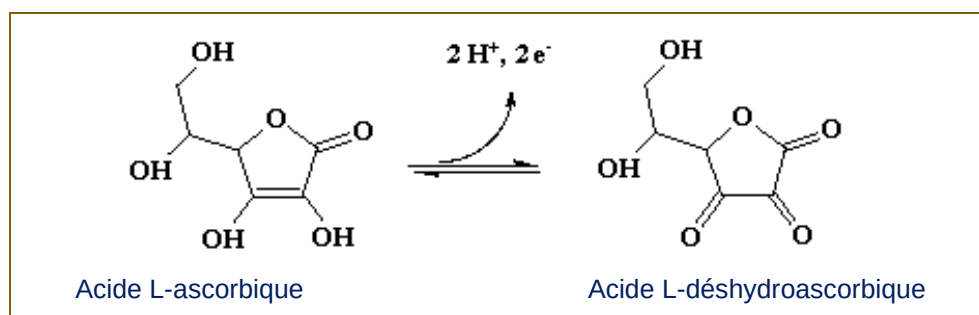


Fig. 15 : Transformation de l'acide ascorbique en acide déhydroascorbique par une oxydation (BRUNO & NICOLAS, 2004).

Des nombreuses études ont été déterminé le teneur d'acide ascorbique dans plusieurs champignons comestibles et/ou médicinales connus, y compris *Agaricus bisporus*, *Amanita caesarea*, *Auricularia fuscosuccinea*, *Auricularia polytricha*, *Cantharellus cibarius*, *Fistulina hepatica*, *Grifola frondosa*, *Lactarius deliciosus*, *Lepista nuda*, *Pleurotus ostreatus* et autres (FERREIRA *et al.*, 2009). La vitamine C peut être quantifié par HPLC ou par dosage spectrophotométrique basé sur la réaction avec le 2,6 dichlorophénolindophénol (FERREIRA *et al.*, 2009).

L'acide ascorbique joue un rôle important dans le corps humain, étant bien connue pour ses propriétés antioxydantes, en tant que défense antioxydante non enzymatique endogène. En effet, il peut exercer un rôle protecteur contre diverses maladies liées au stress oxydatif telles que les maladies cardiaques, les accidents vasculaires cérébraux, le cancer, plusieurs maladies neurodégénératives et la cataractogénèse (FERREIRA *et al.*, 2009).

1.5.2. Vitamine E

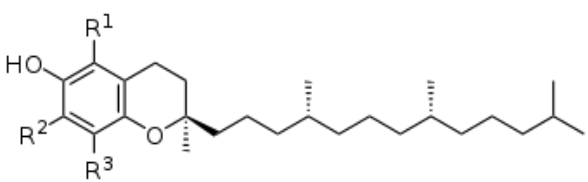
La vitamine E fait référence à une familles des composés chimiquement apparentés, à savoir les tocophérols et les tocotriénols qui partagent une structure commune ayant une tête chromanol et une chaîne latérale isoprène (HELENO *et al.*, 2010) (**Tabl. 13**).

Les quatre tocophérols α -, β -, γ - et δ - ont été déjà identifiés et quantifiés dans plusieurs champignons supérieurs comestibles et médicinales (REIS *et al.*, 2011a ; HELENO *et al.*, 2010 ; FERREIRA *et al.*, 2009 ; BARROS *et al.*, 2008a), cependant, jusqu'à présent, les quatre tocotriénols n'ont été pas encore détectés dans les champignons supérieurs (FERREIRA *et al.*, 2009).

Généralement l'identification et la quantification des tocophérols peuvent réalisé suivant une procédure préalablement optimisée et décrite par les auteurs (HELENO *et al.*, 2010 ; BARROS *et al.*, 2008a) en utilisant la technique de chromatographie HPLC connecté à un détecteur de fluorescence.

La vitamine α -tocophérol était considéré comme la forme la plus active de vitamine E et signalé qu'il présentait l'activité biologique la plus élevée, aujourd'hui les études se sont concentrés sur les effets des autres isoformes de la vitamine E sur la santé humaine (HELENO *et al.*, 2010). Les tocophérols sont des puissants antioxydants retrouvé dans les champignons supérieurs, et, qui pourraient être utilisés contre les maladies liées au stress oxydatif, applications dermatologiques, cosmétiques, ainsi que comme compléments dans l'industrie alimentaire (HELENO *et al.*, 2010).

Tabl. 13 : Les quatre tocophérols chez champignons supérieurs et leurs structures chimiques

Structure	Substitution			Tocophérols
	R1	R2	R3	
	CH ₃	CH ₃	CH ₃	α-tocophérol
	CH ₃	H	CH ₃	β-tocophérol
	H	CH ₃	CH ₃	γ-tocophérol
	H	H	CH ₃	δ-tocophérol

2. Extraction et analyses chimiques des biomolécules fongiques

L'extraction est une phase primordiale pour la valorisation des champignons supérieurs. Les extraits obtenus sont utilisés pour étudier les compositions chimiques et les propriétés biologiques d'espèces choisies à valoriser.

2.1. Méthodes d'extraction

L'extraction est une procédure qui consiste à séparer des composés phytochimiques d'un organisme fongique (ou animal ou végétal) selon diverses techniques. Dans les domaines des analyses chimiques et des évaluations biologiques, l'extraction des biomolécules ciblent une phase primordiale. Cependant, il n'y a pas de méthode d'extraction unique et standard. Donc, le choix de la méthode est basé sur les caractéristiques physicochimiques des biomolécules à extraire.

L'extraction solide-liquide est la procédure la plus utilisée. C'est une opération du transfert de matière entre une phase solide qui contient la matière à extraire, et une phase liquide contient le solvant d'extraction. En effet, ces techniques faciles d'utilisation, sont très efficaces et peuvent être largement appliquées. Les solvants d'extractions les plus communément utilisés sont les alcools (méthanol, éthanol), l'acétone, l'éther éthylique et l'acétate d'éthyle. De plus, les mélanges d'alcool-eau ou acétone-eau sont des choix recommandés pour l'extraction des composés très polaires tels que les acides phénoliques (Reis et al., 2012b ; Barros et al., 2009). Les composés moins polaires utilisés pour éliminer ou extraire les composés apolaires

Classiquement, les techniques d'extractions solide-liquide utilisées sont, l'infusion, la macération, la décoction, l'extraction au Soxhlet, l'extraction par sonication et l'extraction assistée par microondes, ainsi, l'extraction solide-liquide en mode batch par agitation.

2.1.1.Extraction en mode batch par agitation.

L'extraction en mode batch (bain-marie) par agitation est une technique consiste à séparer et extraire les molécules d'un corps végétative dans un milieu liquide en utilisant des propriétés physico-chimiques souhaités. Cette technique permet de travailler facilement avec des mélanges de solvants et de contrôler la température et l'agitation d'extraction, en évitant le risque de destruction des composés thermolabiles. C'est une méthode simple et efficace ainsi qu'une technique plus récente mais qui exige des procédures postérieures de filtration et d'évaporation des solvants utilisés pour avoir des extrais secs (PENCHEV, 2010). Après chaque extraction, le rendement est calculé et exprimé en pourcentage par rapport à la masse initiale du champignon soumise à l'extraction (BRUNETON, 1999).

2.1.2.Extraction assistée par ultrasons

L'extraction assistée par ultrasons est une technique qui utilise l'énergie des ondes (mécaniques) transmises à une fréquence supérieure à 20 kHz. Cette énergie électronique en impulsions vibrationnelles. Les impulsions vibrationnelles sont décrites comme des ondes cycliques de compression et de décompression dont l'effet global est de provoquer un phénomène de cavitation. L'extraction par ultrasons provoque une perturbation de la structure cellulaire, augmente la libération de composés extractibles et améliorant le transfert de masse vers le solvant (DIZ, 2015). Cette technique s'applique à toute extraction par un liquide tel que l'extraction liquide-liquide et surtout l'extraction solide-liquide. Dans cette technique, les solutés diffusent plus rapidement dans le milieu d'extraction ce qui réduit le temps d'extraction et la température de l'extraction est plus faible, ce qui permet d'extraire des substances thermosensibles comme des acides gras, caroténoïdes, polyphénols, etc.(PERRAUT, 2013). L'extraction assisté par ultrasons est une méthode simple efficace mais comme l'extraction en mode batch par agitation exige des procédures postérieures de filtration et d'évaporation des solvants utilisés pour avoir des extrais secs.

2.2. Détermination des composés bioactifs par spectrophotomètres à UV-Visible

Les dosages spectrophotométries sont des techniques d'analyses simples et rapides permettant la détermination quantitative des composés bioactifs. Cette méthode du dosage est largement utilisée dans le dosage de certaines biomolécules (des polyphénols totaux, des flavonoïdes totaux, l'ascorbique acide, les caroténoïdes (lycopène et β -carotène) et les tannins) et l'évaluation de l'activité antioxydante (**Fig. 16**).

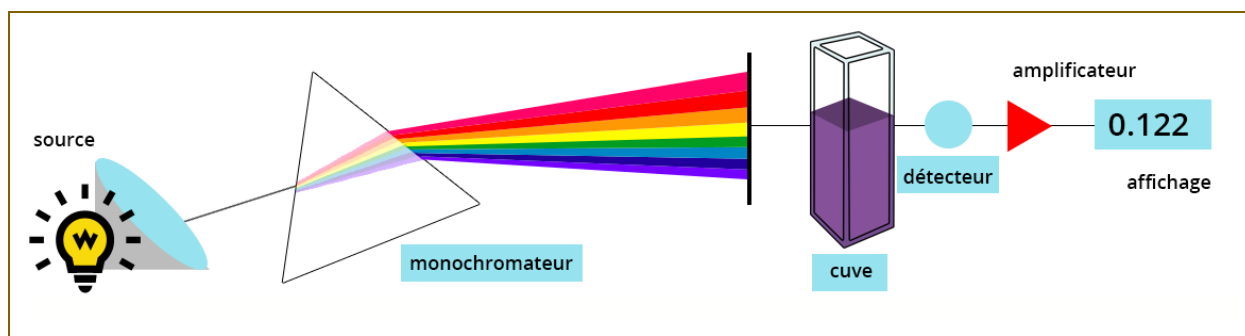


Fig. 16 : Présentation schématique de principe d'un spectrophotomètre à UV-Vis (CHIMACTIV, 2021).

2.2.1. Détermination des polyphénols totaux

Le dosage des polyphénols totaux des extraits alcooliques de champignons ou de plantes est déterminé par la méthode de *Folin-Ciocalteu* (RC), acide de couleur jaune constitué par un mélange d'acide phosphotungstique ($H_3PW_{12}O_{40}$) et d'acide phosphomolybdique ($H_3PMo_{12}O_{40}$). Lors de l'oxydation des phénols, le FC est réduit en un mélange d'oxydes bleus de tungstène et de molybdène (RIBEREAU-GAYON, 1968). La coloration produite, dont l'absorption maximum à 760 nm (spectrophotomètre UV-Vis), est proportionnelle à la quantité de polyphénols présents dans les extraits végétaux. La courbe d'étalonnage est généralement réalisée avec un standard comme l'acide gallique. Cette courbe (Fig. 17) permet de déterminer la concentration des polyphénols totaux en milligramme d'équivalent d'acide gallique par gramme d'extrait sec (MUANDA, 2010).

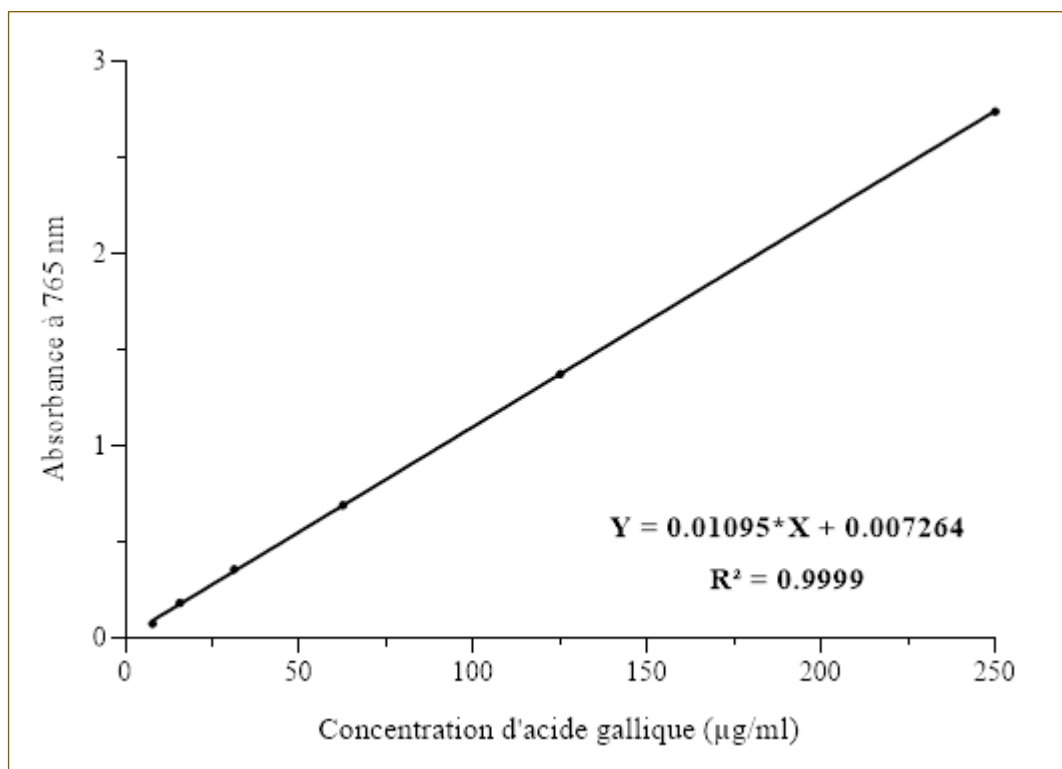


Fig. 17 : Exemple de la courbe d'étalonnage pour le dosage des phénoliques totaux.

2.2.2.Détermination des flavonoïdes totaux

La détermination de la teneur des flavonoïdes totaux dans les extraits alcooliques peut être effectuée par la méthode du trichlorure d'aluminium (AlCl_3) décrite par (BARROS *et al.*, 2008c). Les flavonoïdes possèdent un groupement hydroxyle (OH) libre, en position 5 qui est susceptible de donner, avec le groupement CO, un complexe coloré avec le chlorure d'aluminium. Les flavonoïdes forment des complexes jaunâtres par chélation des métaux (fer et aluminium), ceci traduit le fait que le métal (Al) perd deux électrons pour s'unir à deux atomes d'oxygène de la molécule phénolique agissant comme donneur d'électrons (TRACHI, 2015). L'absorbance est mesurée à 510 nm par spectrophotomètre (UV-Vis) et en utilisant un standard comme la catéchine ou quercétine pour établir la courbe d'étalonnage. Les résultats obtenus, sont exprimés en milligramme d'équivalent de la catéchine par gramme d'extrait sec.

2.2.3.Détermination d'acide ascorbique total

La méthode de Klein et Perry (1982) est la méthode la plus utilisée dans la détermination d'acide ascorbique total des champignons supérieurs ou des végétaux. Cette méthode est basée sur la réaction d'acide ascorbique existant dans l'extrait avec le réactif 2,6-dichlorophénolindophénol. Il est bien de noter que, l'extraction des acides ascorbiques se fait par l'acide métaphosphorique, solvant diluant dans l'eau distillé (1% ou 3%). L'absorbance de l'intensité de la coloration est mesurée à 515 nm par spectrophotomètre à UV-Vis. L'acide L-ascorbique authentique (Vitamine C) est utilisé pour établir la courbe d'étalonnage afin de calculer le teneur du vitamine C dans le champignon. Les résultats sont exprimés en mg/g de poids sec (BARROS *et al.*, 2007d ; KLEIN & PERRY, 1982).

2.2.4.Détermination des tannins totaux

La détermination des tannins totaux dans les champignons supérieurs peut être réalisée par la méthode au chlorhydrate de vanilline (Vanilline-HCl) décrite et optimisée par plusieurs auteurs (HAGERMAN, 2002 ; PRICE *et al.*, 1978). Cette méthode est spécifique aux dihydroxyphénols et particulièrement sensible aux molécules contenant des méta-substitués, di et tri-hydroxybenzène. Le réactif vanilline réagit avec tout phénol qui a un noyau résorcinol ou phloroglucinol non substitué et forme un produit substitué coloré qui est mesuré à 500 nm par le spectrophotomètre (UV-Vis). La teneur des tannins totaux est calculée sur la base de la courbe d'étalonnage du standard catéchine et les résultats sont exprimés en mg d'équivalents de catéchine par gramme d'extrait sec.

2.2.5. Détermination des caroténoïdes totaux (lycopène et β -carotène)

La détermination des caroténoïdes totaux de type β -carotène et lycopène est réalisée par une méthode simple décrite précédemment (NAGATA & YAMASHITA, 1992) et utilisée largement pour avoir déterminer les caroténoïdes dans les champignons supérieurs soit à partir de mélange de poudre sèche fine ou extraits méthanoliques secs avec les solvants acétone-hexane (4:6). L'absorbance (A) est mesurée à 453, 505, 645 et 663 nm en utilisant le spectrophotomètre (UV-Vis). La teneur des caroténoïdes est calculée selon l'équation suivante :

$$(1) \beta\text{-carotène (mg/100 ml)} = 0.216 \times A_{663} - 1.220 \times A_{645} - 0.304 \times A_{505} + 0.452 \times A_{453}$$

$$(2) \text{Lycopène (mg/100 ml)} = -0.0458 \times A_{663} + 0.204 \times A_{645} - 0.304 \times A_{505} + 0.452 \times A_{453}$$

Les résultats obtenus sont exprimés en mg pour 100 grammes de poids sec de champignons étudiés.

2.3. Analyse par chromatographie liquide couplée au spectromètre de masse (CL-SM)

Chromatographie liquide-Spectrométrie de Masse (CL-SM ou LC-MS en Anglais est la plus utilisée) ou la Chromatographie Liquide à Haute Pression-Spectrométrie de Masse (CLHP-SM ou HPLC-MS) est une technique analytique qui combine les capacités de séparation physique de la chromatographie en phase liquide (CL ou HPLC) avec les capacités d'analyse de masse de la spectrométrie de masse (SM) et constitue une fusion idéale de séparation et de détection (**Fig. 18**) (GALAPPATHIE, 2018). CL-SM est une puissante technique de séparation utilisée pour l'identification, la quantification et/ou la purification des composés organiques dans un mélange complexe. Contrairement à la chromatographie en phase gazeuse qui n'a pas la capacité d'analyser les biomolécules non volatiles sans dérivation. La CL-SM permet de séparer en toute sécurité des composés organiques d'une large gamme de polarités (XIAO *et al.*, 2012), de même le processus d'ionisation est plus doux et les ions moléculaires sont plus favorisés en raison de moins de fragmentation. Le couplage CL-MS peut être utilisée pour analyser des composés organiques, inorganiques et biochimiques trouvés dans des échantillons environnementaux et biologiques. Il trouve donc une utilisation dans les industries cosmétiques, agrochimiques, pharmaceutiques, agroalimentaires et biotechnologiques pour analyser des échantillons (GALAPPATHIE, 2018).

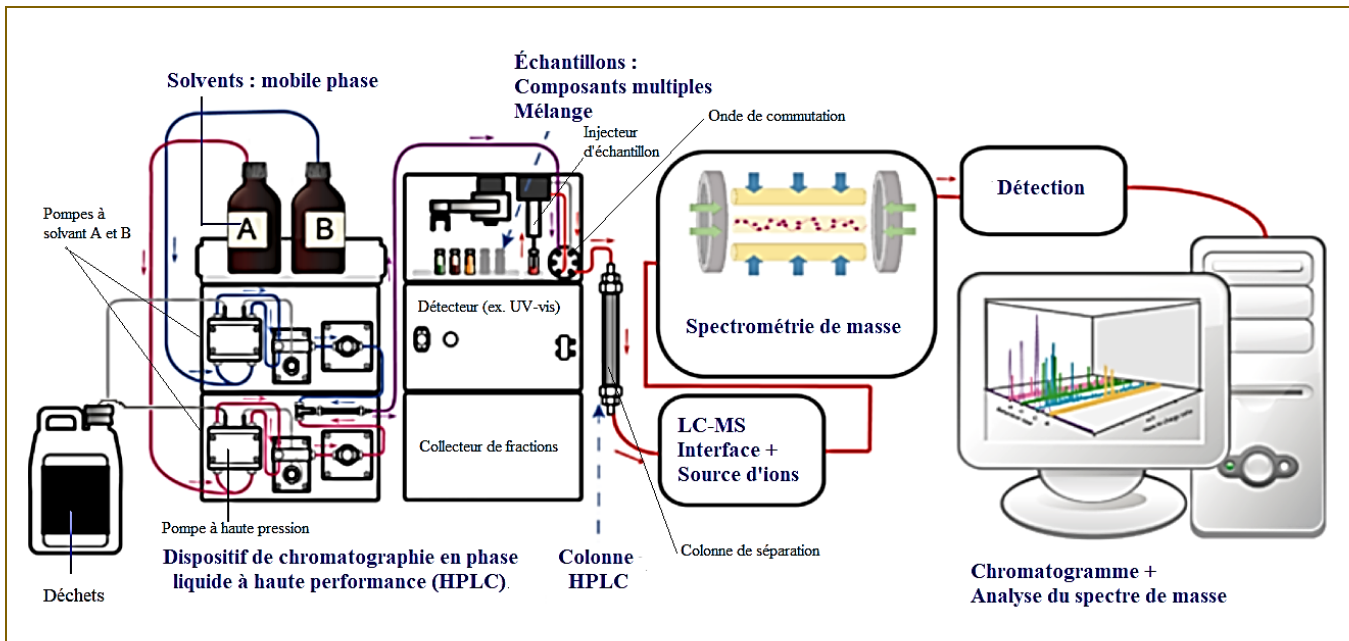


Fig. 18 : Représentation schématique d'un couplage de la chromatographie en phase liquide et la spectrométrie de masse (LC-MS) (WIKIPEDIA, 2021a), ajustée.

2.3.1. Chromatographie en phase Liquide (CL)

HPLC est une méthode de séparation physique utilisée pour isoler les composants individuels d'un mélange. Ce processus est basé sur deux phases, une phase mobile liquide et l'autre stationnaire solide. Lorsqu'un échantillon est injecté, il est adsorbé sur la phase stationnaire et le solvant traverse la colonne pour séparer les composés un par un, en fonction de leur affinité relative avec les matériaux de garnissage et le solvant. Cette procédure est illustrée à la **Fig. 19** où les composants de l'échantillon sont séparés dans une colonne CL (SHIMADZU, 2019).

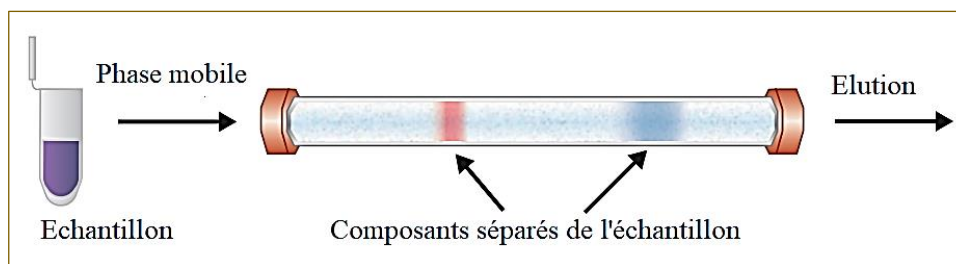


Fig. 19 : Une illustration du fonctionnement de CL. L'échantillon en violet est injecté dans la colonne CL et se sépare en 2 bandes rouge et bleu (SHIMADZU, 2019), ajustée.

Il existe différents types de techniques de CL et leur mécanisme de séparation, tels que, CL d'adsorption, LC de partage, et CL d'échange d'ions. Parmi celles-ci, la CL de partage, en particulier le mode phase inversée (RP), est la technique la plus largement utilisée pour la séparation de plusieurs classes de composés, et qui utilise une phase stationnaire non polaire (hydrophobe) et une phase mobile polaire (DASS, 2007), ce mode est largement utilisé pour la séparation et la quantification des composés phénoliques des champignons supérieurs (HELENO *et al.*, 2012 ; BARROS

et al., 2009). Tandis que, le mode de la phase normale (NP) qui se contracte avec la phase stationnaire polaire avec un solvant non polaire, est utilisé pour la détermination des tocophérols (HELENO *et al.*, 2010 ; BARROS *et al.*, 2008a). Dans le cas de RP-HPLC, la phase mobile est un mélange d'eau et un solvant polaires miscibles tels l'acétonitrile et méthanol et la phase stationnaire est une matrice non polaire. Généralement, deux modes d'élution communs sont isocratiques, dans laquelle la composition de la phase mobile reste constante pendant le temps d'exécution, et gradient, dans lequel la composition de la phase mobile change soit par étapes ou de façon continue pendant l'élution (DASS, 2007). La colonne C18 constituée de silice de haute pureté offre une sélectivité classique en phase inverse (GALAPPATHIE, 2018).

La **Figure 20** montre un aperçu de base du processus d'HPLC. L'échantillon à analyser est poussé par un éluant (phase mobile) dans une colonne remplie d'une phase stationnaire (tel que C18). Le débit d'éluant est assuré par une pompe à haute pression. Une certaine quantité d'échantillon est injectée dans la colonne et les divers composés de l'échantillon sont séparés. A la sortie de la colonne les composés sont détectés à l'aide d'un détecteur (pouvant être UV-Vis, PDA, IR etc.) (PENCHEV, 2010).

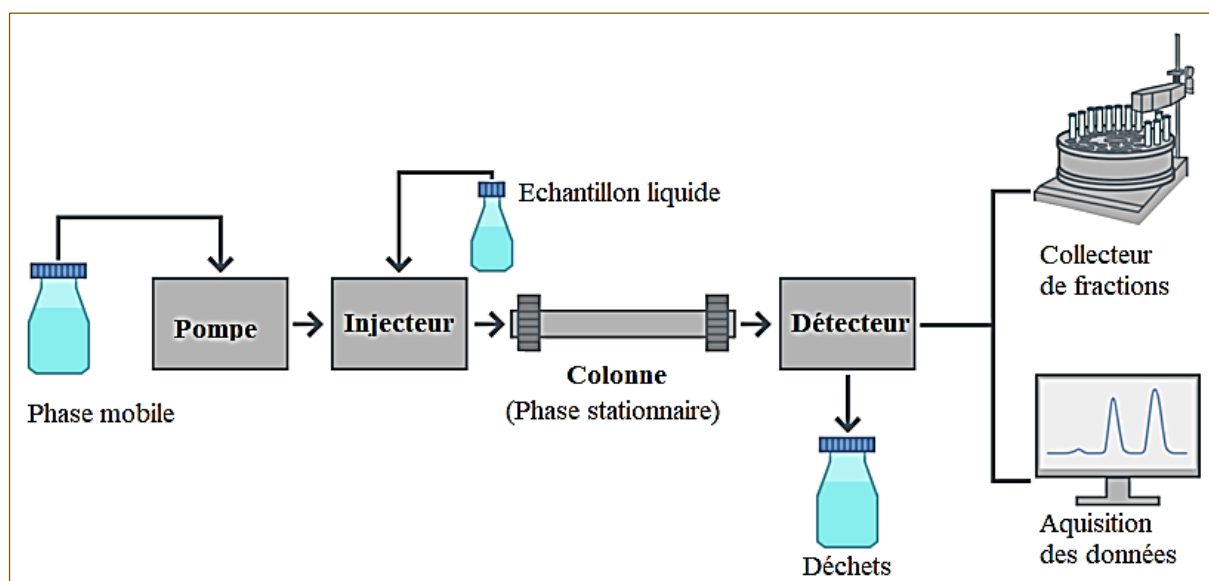


Fig. 20 : Schéma de base de la chromatographie en phase liquide à haute performance (LABSTER, 2021), ajustée.

2.3.2. Spectrométrie de Masse (SM)

La spectrométrie de masse (SM) est une technique analytique basée sur la mesure du rapport masse/charge (m/z) de particules chargées (ions). Bien qu'il existe de nombreux types de spectromètres de masse, tous utilisent des champs électriques ou magnétiques pour manipuler le mouvement des ions produits à partir d'un analyte d'intérêt et déterminer leur m/z (ROBERTS, 2013). Le résultat est un spectre de masse, qui fournit des informations précieuses sur le poids moléculaire, la structure, l'identité, le nombre et la pureté de l'échantillon. SM se compose généralement de trois

parties principales : la source d'ions, l'analyseur de masse et le détecteur (**Fig. 21**). Lorsque l'ion source convertit la molécule échantillon en ion, l'analyseur de masse résout ces ions à la fois dans un tube en vol ou dans un champ électromagnétique avant d'être mesurés par un détecteur (BINANTO *et al.*, 2019). Il existe différents types de sources d'ionisation qui peuvent être utilisées comme interface entre l'éluant HPLC et le spectromètre de masse. Les deux sources les plus courantes sont l'ionisation par électropulvérisation (ESI) et l'ionisation chimique à pression atmosphérique (APCI); ces deux types de sources sont désormais des équipements standard sur les spectromètres de masse utilisés pour les applications CL-SM (KORFMACHER, 2005). Les analyseurs de masse peuvent être classés en quadripôle, piège à ions, temps de vol (TOF), orbite et cyclotron ionique à transformée de Fourier (FTICR). Quadripole a tendance à être l'analyseur de masse le plus simple et le moins cher (BINANTO *et al.*, 2019).

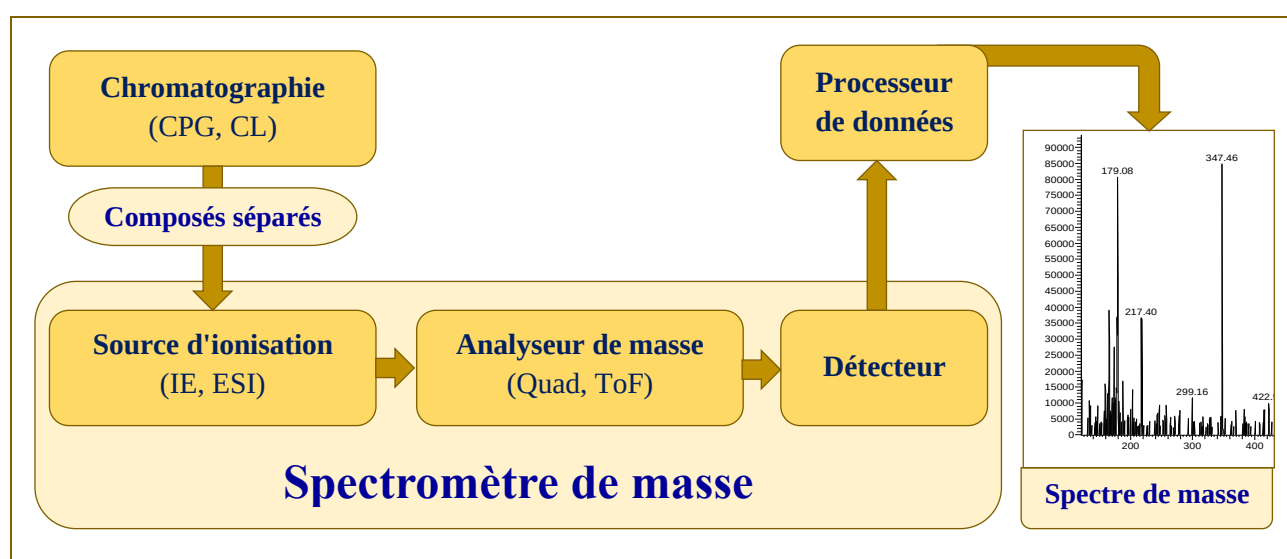


Fig. 21 : Principaux composants d'un spectromètre de masse : source d'ionisation, analyseur de masse et détecteur.

2.3.3. Analyse des composés phénoliques par CL-SM

Le couplage de la chromatographie liquide et la spectrométrie de masse (CL-SM) présente l'un des outils d'analyse les plus résolutifs (**Fig. 18**). Il facilite l'identification et la quantification des métabolites en réduisant la complexité des échantillons et en permettant la séparation des métabolites avant la détection (XIAO *et al.*, 2012). Des nombreuses publications ont été utilisées la CL-SM pour identifier et quantifier les composés phénoliques dans les extraits des champignons supérieurs (HELENO *et al.*, 2012 ; REIS *et al.*, 2012b ; VAZ *et al.*, 2011a ; BARROS *et al.*, 2009).

La HPLC est la technique de choix pour la séparation et la quantification des composés phénoliques. Divers facteurs affectent l'analyse HPLC des composés phénoliques, notamment la purification des échantillons, la phase mobile, les types de colonnes et les détecteurs. En général,

les composés phénoliques purifiés sont appliqués à un instrument HPLC utilisant une colonne C18 en phase inversée (RP-C18), un détecteur à matrice de photodiodes (PDA) et un système binaire de l'eau acidifiée (Solvant A) et un solvant organique polaire (Solvant B) (IFIE, 2016 ; KHODDAMI *et al.*, 2013). Normalement, la sensibilité et la détection HPLC sont basées sur la purification des composés phénoliques et la préconcentration à partir de matrices complexes d'extraits bruts de plantes (KHODDAMI *et al.*, 2013), fruits et de champignons supérieurs. Souvent, le solvant A, comprend des acides aqueux ou des additifs tel que l'acide acétique ou formique, tandis que le méthanol (ou l'acétonitrile acidifié) est normalement utilisé comme solvant B. La séparation des composés par RP-HPLC est régie par le mélange d'interactions hydrophobes, polaires et ioniques (IFIE, 2016). Un système d'élution à gradient est plus couramment appliqué qu'un système d'élution isocratique (ROBBINS, 2003). Les composés phénoliques sont fréquemment identifiés à l'aide de détecteurs UV-VIS et à matrice de photodiodes (PDA) à des longueurs d'onde de 190 à 380 nm. Les détecteurs de spectrométrie de masse (SM) attachés à la chromatographie liquide à haute performance (HPLC-SM) et la spectrométrie de masse à ionisation par électronébulisation (ESI-SM) ont également été utilisés pour la caractérisation structurale et la confirmation de différentes classes phénoliques. La CL couplée aux détecteurs SM est très sensible et a le pouvoir d'atteindre une spécificité élevée en raison de la sélectivité de masse de la détection (KHODDAMI *et al.*, 2013). Le couplage de CL-PDA-SM s'est avéré être un outil puissant pour l'identification en ligne des composés phénoliques végétaux. L'instrument CL-PDA-ESI/SM a offert les spectres UV, le temps de rétention et les données de masse pour chacun des phénols dans un extrait de plante en un seul passage (LIN & HARNLY, 2012).

2.4. Analyse par chromatographie en phase gazeuse couplé au spectromètre de masse (CPG-SM)

La Chromatographie en Phase Gazeuse-Spectrométrie de Masse (CPG-SM ou GC-MS en Anglais est la plus utilisée) est une technique analytique qui combine les capacités de séparation physique de la chromatographie en phase gazeuse (CPG ou GC) avec les capacités de détection et d'identification de la spectrométrie de masse (SM ou MS) (**Fig. 22**) et représente une et constitue une fusion idéale de séparation et d'identification des biomolécules inconnus présents dans des mélanges complexes. Le principal inconvénient de la CPG-SM est difficile d'analyser les composés polaires en raison de leurs points d'ébullition élevés, mais cela peut être surmonté grâce à la dérivation chimique des groupes fonctionnels polaires. Le principal avantage de la CPG-SM est la disponibilité de bibliothèques de référence de spectre de masse en raison de l'indépendance de l'instrument par rapport à la fragmentation moléculaire pendant le processus d'ionisation (GALAPPATHIE, 2018).

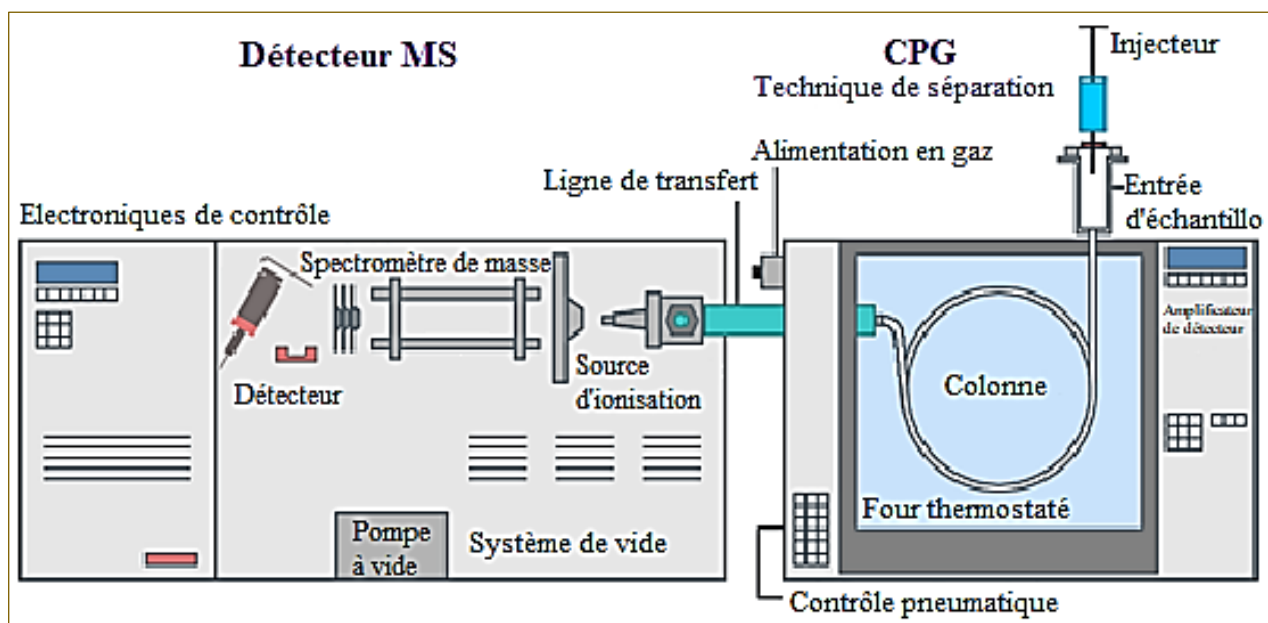


Fig. 22 : Représentation schématique des différents modules d'un chromatographe CPG-SM (LABSTER, 2018), ajustée.

2.4.1. Chromatographie en phase Gazeuse (CPG)

La Chromatographie en Phase Gazeuse (CPG ou GC en Anglais) est un type de chromatographie dans lequel la phase mobile est gazeuse, elle est différente par rapport à la chromatographie liquide (CL) où la phase mobile est un solvant (PENCHEV, 2010). Généralement en CPG la phase mobile est un gaz inerte tel que l'hélium ou un gaz non réactif tel que l'azote, et la phase stationnaire est une couche microscopique de liquide ou de polymère sur un support solide inerte, à l'intérieur d'un tube ou d'une colonne (HUSSAIN & MAQBOOL, 2014) (**Fig. 22**). CPG s'applique principalement aux composés volatiles ou susceptibles d'être facilement vaporisés par chauffage sans décomposition (MUANDA, 2010). Le mélange à analyser est vaporisé dans une chambre d'injection et transporté à travers la colonne à l'aide d'un gaz porteur (ou gaz vecteur) (MUANDA, 2010 ; PENCHEV, 2010). La colonne est placée dans un four dont la programmation de la température influence sur le temps de rétention (MUANDA, 2010). Les différentes molécules du mélange se séparent et sortent de la colonne les unes après les autres après un certain laps de temps dépendant de l'affinité de la phase stationnaire avec ces molécules (PENCHEV, 2010). À la sortie de la colonne, les composés sont signalés par un détecteur à impact électronique (MUANDA, 2010). Il évalue en continu la quantité de chacun des constituants séparés au sein du gaz porteur grâce à la mesure de différentes propriétés physiques du mélange gazeux et envoie un signal électronique vers un enregistreur (PENCHEV, 2010). CPG couplé à un détecteur à ionisation de flamme (FID) reste le détecteur le plus utilisé, dès lors qu'il permet de détecter un grand nombre de composés. Cependant, le FID ne donne aucune information structurale sur les molécules détectées, et donc l'identification de composés inconnus est presque impossible (CARVALHO, 2012). Dans nos études nous avons utilisé CPG couplé à un spectrophotomètre de masse (SM).

2.4.2. Spectromètre de Masse (SM)

Comme indiqué dans la partie de CL-SM, la Spectromètre de masse (SM) est utilisée pour identifier et quantifier les substances séparées. Elle est constituée en trois éléments : une source, un analyseur et un détecteur (**Fig. 21**). L'impact électronique (IE) est la méthode d'ionisation utilisée en CPG et CL-SM pour favoriser l'ionisation et, par conséquent, la fragmentation des analytes. Le spectre de masse résultant de la fragmentation par IE permet l'identification de molécules par comparaison avec des spectres de masse dans une base de données (NIST). Les modèles de fragmentation IE sont également importants pour la caractérisation de composés inconnus, une fois que les fragments de masse et les mécanismes de fragmentation peuvent être compris (CARVALHO, 2012).

2.4.3. Analyses des biomolécules par CPG-SM

Le couplage de chromatographie en phase gazeuse et spectromètre de masse (CPG-SM) est la méthode la plus standardisée en métabolomique, avec près de 50 ans de protocoles établis pour identifier et quantifier les petits métabolites moléculaires, y compris les petits acides, alcools, acides hydroxyles, acides aminés, sucres, acides gras, stéroïdes, catécholamines, aromatiques, médicaments, les toxines et de nombreux autres intermédiaires du métabolisme primaire en utilisant souvent une dérivation chimique pour rendre ces composés suffisamment volatils pour la chromatographie en phase gazeuse (FIEHN, 2016). La CPG-SM est technique largement utilisée dans le domaine des champignons supérieurs, elle est employée pour analyser les composés volatiles et semi-volatiles notamment, les glucides, les acides gras, les acides aminés, les terpénoïdes, les acides organiques, les alcools et autres biomolécules (ÇAYAN *et al.*, 2016, 2014 ; PETROVIC *et al.*, 2013 ; CARVALHO, 2012 ; RIBEIRO *et al.*, 2008 ; PETROVA *et al.*, 2007).

VI. UTILITE ET NOCIVITE DES CHAMPIGNONS SUPERIEURS

Les champignons supérieurs sont largement connus par leurs nocivités (champignons parasites et champignons toxiques) et leurs utilités écologiques (champignons saprophytes et symbiotiques), alimentaires (champignons comestibles) et médicinales.

1. Importance écologique

Les champignons supérieurs saprophytes et symbiotiques jouent un rôle écologique fondamental respectivement dans le recyclage de la matière organique et la nutrition des plantes supérieures.

1.1. Rôle des champignons saprophytes

L'un des rôles écologiques les plus vitaux joués par les champignons supérieurs saprophytes est celui des recycleurs. En décomposant des substrats tels que la lignocellulose du bois, qui ne peuvent être dégradés par aucun autre organisme, ils libèrent des nutriments essentiels dans l'environnement (DE MATTOS-SHIPLEY *et al.*, 2016). En général les champignons saprophytes dégradent les matières organiques (bois, feuilles, cadavres...) pour créer un sol riche en éléments assimilables par les plantes. Par comparaison avec les bactéries et les insectes, les champignons sont bien meilleurs pour la décomposition en milieu solide. De plus, les champignons avec leur structures macroscopiques jouent un rôle important dans la redistribution de l'eau et des nutriments dans le sol à l'échelle de plusieurs mètres (TAUDIERE, 2016). *Fomes fomentarius* et *Ganoderma lucidum* sont des exemples des champignons qui sont responsables de la dégradation de la matière ligneuse du bois de manière significative sans nécessairement s'attaquer à la lignine. Tandis que *Lepiota clypeolarioides* et *Leucoagaricus ionidicolor* sont des exemples des champignons saprophytes qui impliqués dans les premiers stades de décomposition de la matière organique (TAUDIERE, 2016).

1.2. Rôle de champignons mycorhiziennes

Les champignons mycorhiziens sont des champignons supérieurs qui forment des associations symbiotiques à bénéfice réciproque avec les plantes supérieures. Ils établissent des relations avec les racines de manière extracellulaire (champignons ectomycorhizes) ou intracellulaire (champignons endomycorhizes) (**Fig. 23**) (DE MATTOS-SHIPLEY *et al.*, 2016). Dans ces relations, le champignon fournit à la plante de l'eau contenant divers nutriments telles que les sels minéraux (en

particulier l'azote et le phosphore) et antibiotiques. En retour la plante fournit au champignon les sucres produits par la photosynthèse nécessaire à son développement. Les champignons mycorhiziens jouent également un rôle essentiel dans la protection des plantes contre les polluants, par exemple en retenant les métaux lourds (DE MATTOS-SHIPLEY *et al.*, 2016), et les diverses agressions de microbes ou d'autres champignons. Parmi des espèces mycorhiziens, on trouve *Laccaria bicolor*, *Lactarius deliciosus* et *Tricholoma caligatum*.

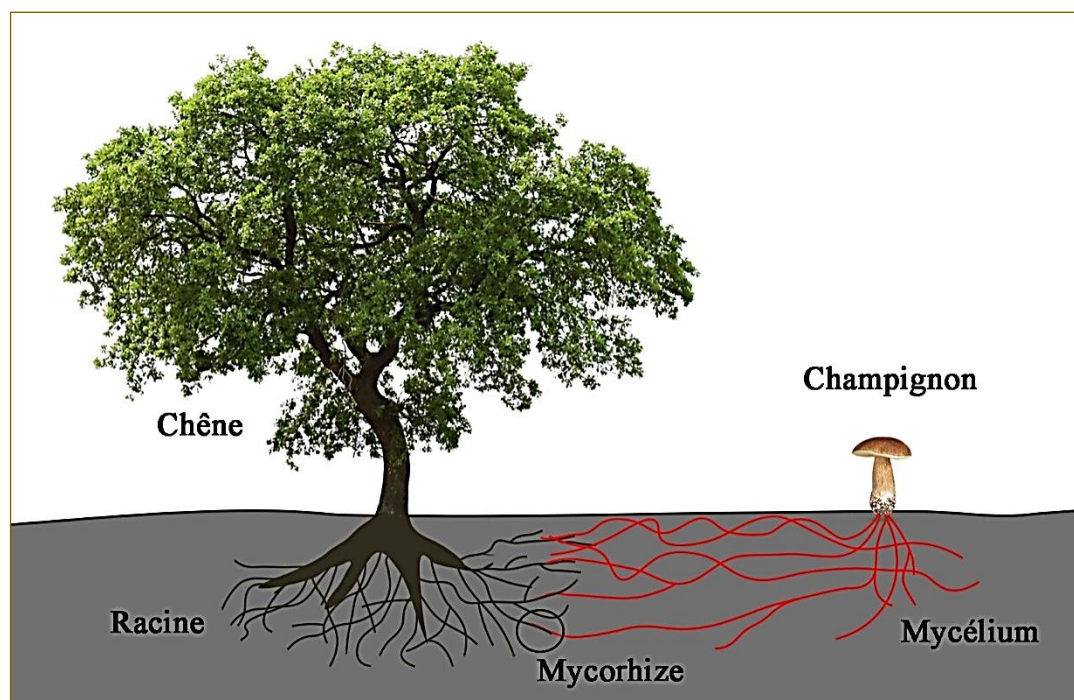


Fig. 23 : Illustration schématique d'une association mycorhizienne entre le mycélium d'un champignon et la racine d'un arbre (LESCEPES, 2007), ajustée.

1.3. Rôle de champignons parasites

Les champignons supérieurs parasites jouent un rôle écologique important par l'élimination des individus affaiblis ou malades, accélèrent leur fin de vie. Les champignons parasites contribuent à la régénération des arbres et la mise à disposition des éléments nutritifs. Ils sont capables de décomposer le bois par l'augmentation de la teneur en eau et lignine et donc la diminution de la biomasse et de la densité du bois (TAUDIERE, 2016). Certaines espèces après la mort de leur hôte, deviennent des saprophytes, comme par exemple *Armillaria mellea*. De plus, les champignons parasites peuvent jouer un rôle de bioindicateurs de déséquilibres physiques et biologiques des écosystèmes forestiers.

2. Importance alimentaire et socioéconomique

2.1. Importance alimentaire

Depuis de milliers d'années, les champignons supérieurs sauvages sont consommés par les populations en particulier au Chili (13 000 ans) (BOA, 2006). Ils sont considérés comme un aliment complet, sain et adapté pour tous (**Ann. 17**). Les champignons sont consommés pour leurs richesses en valeur nutritive en protéines, glucides, fibres, vitamines et sels minéraux (BAS, 2016 ; REIS *et al.*, 2012a ; BOA, 2006 ; MATTILA *et al.*, 2001). Ils sont considérés comme une bonne source de vitamines en raison des taux élevés de riboflavine, de niacine, d'acide folique, d'acide ascorbique, vitamine B₁, vitamine D, vitamine E et vitamine B₁₂ (MATTILA *et al.*, 2001). Ils contiennent des acides aminés similaire de celles des animaux qui sont retrouvés dans la viande, les œufs et le lait (LONGVAH & DEOSTHALE, 1998). Les champignons sont de bonnes sources des minéraux essentiels, en particulier les éléments de sélénium, de cuivre et de potassium qui sont importants pour la fonction immunitaire et pour la production des antioxydants afin de réduire les radicaux libres. Certains champignons sont consommés comme des compléments alimentaires et d'autres pour leur valeur médicinale (CHANG & MILES, 2004). Selon la littérature, les champignons utilisés comme compléments sont : *Agaricus bisporus*, *A. campestris*, *A. subrufescens*, *Antrodia camphorata*, *Auricularia auricula-judae*, *A. polytricha*, *Boletus edulis*, *Cantharellus cibarius*, *Flammulina velutipes*, *Fomes fomentarius*, *Ganoderma lucidum*, *Grifola frondosa*, *Hericium erinaceus*, *Inonotus obliquus*, *Lactarius deliciosus*, *Lentinula edodes*, *Ophiocordyceps sinensis*, *Pleurotus cornucopiae*, *P. eryngii*, *P. ostreatus*, *Sparassis crispa* et *Trametes versicolor*. Ces compléments sont en vente dans les pharmacies, des boutiques spéciaux, et également via Internet (MARIE, 2017 ; BELABBAS, 2015). Les champignons ascomycètes de genre Terfez sont largement consommés depuis longtemps par les peuples d'Afrique du Nord et du Moyen-Orient (TRAPPE *et al.*, 2008), ils sont incorporés dans des tajines au Maroc. Parmi des autres champignons sauvages consommés au Maroc, notamment les villageois du Rif Occidental au Nord du Maroc (ABOUROUH, 2013), nous trouvons *Tricholoma caligatum*, *Suillus collinitus*, *S. mediterraneensis*, *Rhizopogon rubescens* et *R. vulgaris*.

2.2. Importance socioéconomique

Les champignons supérieurs sauvages représentent une valeur économique importante pour plusieurs pays développés ou en voie de développement. Ils ont joué un rôle important en fournissant de nouvelles sources de revenus en Chine, aux États-Unis d'Amérique et dans de nombreux autres pays (BOA, 2006). Dans des nombreux pays africains, notamment Congo, Tanzanie, Zambie, Malawi, Gabon et Zimbabwe, la récolte et la commercialisation des champignons comestibles sauvages est une activités de l'importance socioéconomique pour les populations rurales de ces pays africains et qui prenant une période de 3 à 4 mois chaque année (NDONG *et al.*, 2011 ; NDONG, 2009 ; BOA, 2006).

L'impact économique de la commercialisation des champignons au Maroc commence à devenir remarquable et importante. Des milliers de villageois (femmes, hommes et enfants) se livrent chaque année à la cueillette durant les deux à trois mois de fructification des champignons forestières comestibles (CFC) et à la commercialisation des produits récoltés. Les ventes se font *in situ*, dans les douars, sur les routes et dans les souks hebdomadaires dans une durées de la période de récolte de deux à trois mois (**Fig. 24 et 25**) (ABOUROUH, 2013).



Fig. 24 : Collectes des champignons supérieurs comestibles au Maroc (ABOUROUH, 2011).



Fig. 25 : Points de vente des champignons comestibles récoltés au Maroc (ABOUROUH, 2011).

De jour en jour, les champignons supérieurs sont devenus une alternative économique intéressante, principalement en raison de l'augmentation de la demande et de leurs valeurs nutritives et médicinales. Le marché des champignons supérieurs prend de plus en plus d'ampleur au Maroc, confirmant l'intérêt socioéconomique important de ce secteur. Les truffes de déserts (*Terfezia arenaria*, *T. claveryi*, *Tirmania pinoyi* et *T. nivea*), *Tricholoma caligatum*, cèpe de la Maâmora (*Boletus mamorensis*), cèpe de Bordeaux (*Boletus edulis*), *Cantharellus cibarius*, les Morilles (*Morchella conica*, *M. vulgaris* et *M. elata*), les Pleurotes (*Pleurotus ostreatus*, *P. eryngii* et *P. ferulae*), les *Suillus*

spp. (*S. collinitus* et *S. mediterraneansis*), et *Rhizopogon spp* (*R. rubescens* et *R. vulgaris*) sont des champignons comestibles d'intérêt socioéconomiques importante au Maroc (ABOUROUH, 2013). Certaines espèces de ces champignons dominent les marchés internationaux. Ils sont très prisés et présentent donc une valeur commerciale importante (TREMBLAY, 2011). En plus de ces espèces d'intérêt socioéconomique cités au-dessus, le Maroc héberge actuellement plusieurs projets de culture de champignons supérieurs et notamment de la truffe noire (ABOUROUH, 2013), même aussi, des coopératives et startups s'intègrent dans la production et la commercialisation des champignons comestibles au Maroc. On peut prendre comme exemple : une coopérative féminine installée à la Province de Chefchaouen produit plusieurs types de champignons commercialisés (AACID *et al.*, 2014 ; CHEFCHAOUEN.MA, 2012), et la startup Mushlab®, un exemple de projet que se spécialise dans la production et la commercialisation des champignons comestibles et leurs semences (mycélium), notamment les espèces d'intérêt commercial tels que les pleurotes (*Pleurotus ostreatus*, *P. eryngii*), le shité (*Lentinula edodes*) et le champignon de Paris (*Agaricus bisporus*) (AIT SAFAR, 2020). La culture et la cueillette des champignons supérieurs est un secteur très prometteur qui peut créer de l'emploi et des nouvelles sources de revenus, et donc une contribution essentielle dans le développement socioéconomique des populations au Maroc.

2.3. Champignons comestibles

Les champignons supérieurs sont des champignons avec des carpophores principalement consommé sous leur forme fraîche ou séché (CHEUNG, 2013). La comestibilité des champignons supérieurs peut être définie par des critères qui incluent l'absence d'effets toxiques sur la santé humaines et le goût et l'arôme souhaitables (MATTILA *et al.*, 2000), ainsi pour leur valeur nutritionnelle, culinaire et propriétés médicinales. Certains champignons sont considérés comme comestibles lorsqu'elles sont bien cuites, par exemple *Armillaria mellea* (SOSNICKA *et al.*, 2018), et parfois la comestibilité d'un champignon se varie d'un pays à autres prenant l'espèce de *Gyromitra esculena* comme un exemple où elle est une spécialité culinaire en Finlande orientale par contre aux États-Unis, elle est toxique (BOA, 2006). Il est estimé que plus de 3000 espèces des champignons supérieurs sont consommées à travers le monde (TREMBLAY, 2011). *Agaricus bisporus* est le champignon le plus consommé dans le monde entier, suivi par *Lentinula edodes*, *Pleurotus ostreatus* et *Flammulina velutipes* (KALAC, 2013). Au Maroc, les principales champignons sauvages comestibles récoltés et consommés sont les suivants : *Boletus mamorensis*, *B. edulis*, *Cantharellus cibarius*, *Morchella conica*, *M. elata* et *M. vulgaris*, *Pleurotus ostreatus*, *P. eryngii*, *P. ferulae*, *Rhizopogon rubescens*, *R. vulgaris*, *Suillus collinitus*, *S. mediterraneansis*, *Terfezia arenaria*, *T. claveryi*, *Tirmania pinoyi*, *T. nivea*, et *Tricholoma caligatum* (ABOUROUH, 2013). De plus, les espèces, *Lactarius sanguifluus*, *L. deliciosus*, *Amanita caesarea*, *A. rubescens*, *Macrolepiota procera*, des *Agaricus spp* (incluant *Agaricus bisporus* et *A. campestris*) et de nombreuses autres bons comestibles

existent dans les massifs forestiers Marocaine sans toutefois attirer, par méconnaissance, l'attention des cueilleurs (ABOUROUH, 2013). Selon la littérature, l'**Annexe 17** regroupe les champignons supérieurs sauvages utilisés comme aliment, reconnus pour être comestibles et ayant des propriétés médicinales (BOA, 2006). La liste a été actualisée par la modification des noms scientifiques anciens avec les nouveaux noms plus acceptables. Ce tableau montre environ 980 espèces des champignons supérieurs sont comestibles et/ou aliments, dont, 304 espèces sont seulement aliments avec 35 espèces sont aliments et médicinales, tandis que 610 espèces sont seulement comestibles avec 29 espèces sont comestibles et médicinales.

3. Importance médicinale, pharmaceutique et phytosanitaire

Les champignons supérieurs à part leur utilisation alimentaire ou gastronomique, ils sont employés dans les domaines de pharmaceutique, nutraceutique et cosmétique. En effet, ils sont utilisés depuis longtemps dans la médecine traditionnelle des pays asiatiques tels que la Chine, le Japon et la Corée (WASSER, 2014). Les champignons supérieurs ont fait l'objet de plusieurs études en raison de leurs différentes propriétés thérapeutiques y a compris anti-inflammatoire, antioxydante, analgésique, antihistaminique, antidiabétique, immunostimulante, hypocholestérolémiant, antimicrobiennes, antivirale, hypotensive, hypoglycémiant, antitumorale, anti-allergie, antifatigue et autres propriétés médicinales (MARIE, 2017 ; SANCHEZ, 2006). *Ganoderma lucidum* est un champignon le plus populaire due aux leurs propriétés médicinales (BISHOP *et al.*, 2015), ce champignon contient plus de 400 composés bioactifs et possède de propriétés pharmacologiques telles des activités antioxydantes, antimicrobiennes, antiviraux (incluant VIH), anticancéreuses, anti-inflammatoires, antidiabétiques, etc., et utilisé également dans le traitement de certaines pathologies comme la leucémie et l'hépatite (SANODIYA *et al.*, 2009). Ainsi il peut être employé en cosméceutiques (TAOFIQ *et al.*, 2017). Parmi de nombreux champignons connus pour leurs propriétés médicinales, *Ganoderma lucidum*, *Grifola frondosa*, *Lentinula edodes*, *Schizophyllum commune* et *A. subrufescens* sont à l'origine de plusieurs produits commerciaux, médicaments ou compléments alimentaires (WASSER & WEIS, 1999).

3.1. Stress oxydatif et activités antioxydantes

3.1.1. Stress oxydatif

Les radicaux libres sont produits dans le métabolisme naturel normal des cellules aérobies, principalement sous la forme d'espèces réactives à l'oxygène (ERO). Une fois produits, la plupart des radicaux libres sont neutralisés par les défenses antioxydantes cellulaires (enzymes et molécules non enzymatiques). Les effets bénéfiques des ERO se produisent à des concentrations faibles ou modérées et impliquent des rôles physiologiques cellulaires de signalisation et de régulation.

Néanmoins, l'équilibre entre la production d'ERO et les défenses antioxydantes pourrait être déplacé soit par la surproduction d'ERO soit par la perte des défenses antioxydantes cellulaires. Ce déséquilibre est connu comme le stress oxydatif, et dans ce cas, l'excès ERO peut oxyder et endommager les lipides cellulaires, les protéines et l'ADN, conduisant à leur modification et inhibant leur fonction normale (FERREIRA *et al.*, 2009).

Le stress oxydatif peut avoir des causes naturelles telles qu'un exercice extrême ou des processus inflammatoires, ou des causes non naturelles telles que la présence de xénobiotiques dans l'organisme ou des situations liées à plusieurs maladies (**Fig. 26**). En effet, la production non contrôlée de radicaux libres a été liée à plus d'une centaine de maladies dont plusieurs types de cancer, le diabète, les cirrhoses, les maladies cardiovasculaires, les troubles neurologiques, parmi autres. La surproduction de ERO a également été liée au processus de vieillissement (FERREIRA *et al.*, 2009).

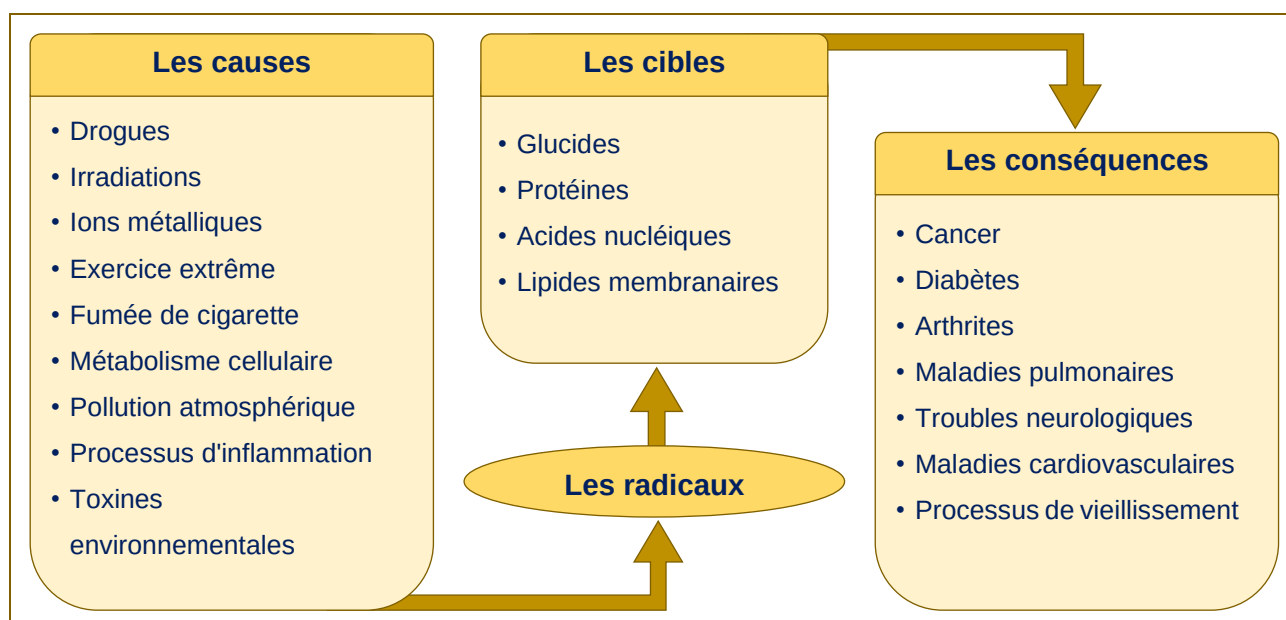


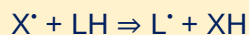
Fig. 26 : Principales causes de surproduction de radicaux libres (stress oxydatif), cibles cellulaires possibles et conditions associées au stress oxydatif (REIS *et al.*, 2017 ; FERREIRA *et al.*, 2009), ajustée.

3.1.2. Radicaux libres, ERO et ERN

Un radical libre est défini comme tout atome ou molécule possédant des électrons non appariés dans l'orbite externe. Par conséquent, ces radicaux sont très instables et ils ont tendance à capturer un électron des molécules voisines stables, de sorte qu'ils deviennent électro-chimiquement stables. Les radicaux libres peuvent dériver de trois éléments, à savoir l'oxygène, l'azote et le soufre, produisant respectivement ROS, RNS et RSS. Les ROS sont la classe la plus importante d'espèces réactives originaires des systèmes biologiques. Ceux-ci incluent le radical anion superoxyde ($O_2^{\cdot-}$), qui est considéré comme un « ROS primaire », le radical hydroxyle ($OH^{\cdot}$) et le peroxyde d'hydrogène (H_2O_2), défini comme « ROS secondaire » (REIS, 2017 ; CAROCHO & FERREIRA, 2013 ; FERREIRA *et*

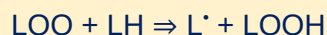
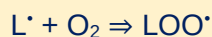
al., 2009). Le radical hydroxyle a une durée de vie très courte mais il est considéré comme le plus toxique parmi tous les ROS, étant responsable de l'attaque des molécules d'ADN, endommageant les purines et les pyrimidines et la structure de l'ADN désoxyribose (FERREIRA *et al.*, 2009). Le mécanisme d'oxydation est divisé en trois étapes : l'initiation, la propagation et la transformation (REIS, 2017).

⇒ *Dans la première étape*, des radicaux libres se forment, ce qui entraîne une augmentation globale du nombre de ces espèces (**équation1**) :



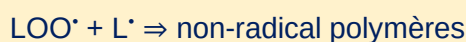
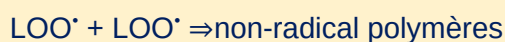
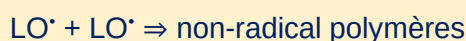
Équation 1 : Étape d'initiation du mécanisme d'oxydation

⇒ *Dans l'étape de propagation*, le nombre de radicaux libres est maintenu, une fois que les radicaux libres formés dans la première étape réagissent avec d'autres molécules, et le résultat est un nouveau radical libre (**équation2**) :



Équation 2 : Étape de propagation du mécanisme d'oxydation.

⇒ *Enfin, les réactions de terminaison (équation3)* sont celles qui entraînent une diminution du nombre de radicaux libres, puisque deux radicaux libres se combinent pour former une molécule plus stable :



Équation 3 : Étape de transformation du mécanisme d'oxydation.

3.1.3. Systèmes de défenses antioxydants

Le maintien de l'équilibre entre la production de radicaux libres et les défenses antioxydantes est une condition essentielle pour fonctionnement normal de l'organisme (FERREIRA *et al.*, 2009). En effet, le système antioxydant humain est divisé en deux groupes principaux, les antioxydants enzymatiques et non enzymatiques. Concernant les antioxydants enzymatiques, ils se divisent en défenses enzymatiques primaires composée de trois enzymes à savoir la glutathion peroxydase, la catalase et la superoxyde dismutase, et en défense enzymatique secondaire comprend la glutathion réductase et la glucose-6-phosphate déshydrogénase. Les cellules contiennent également des

antioxydants endogènes non enzymatiques, tels que le glutathion, des minéraux (tels que le zinc et le sélénium) ou le Coenzyme Q10. Il est également possible d'obtenir des antioxydants par l'alimentation, tels que des caroténoïdes, des vitamines et des composés phénoliques. Les antioxydants jouent leur rôle à travers différents mécanismes (REIS, 2017 ; CAROCHO & FERREIRA, 2013) :

- ⇒ L'inhibition des réactions d'oxydation radicalaire, en inhibant la formation de radicaux lipidiques libres.
- ⇒ Interférer avec la propagation de la réaction en chaîne d'auto-oxydation.
- ⇒ Des extincteurs à oxygène singulet.
- ⇒ Agir en synergie avec d'autres antioxydants.
- ⇒ Convertir les hydroperoxydes ou les pro-oxydants en composés stables.
- ⇒ Inhibiteurs d'enzymes pro-oxydantes.

3.1.4. Activités antioxydantes des champignons supérieurs

Un antioxydant est défini comme étant toute substance présente en faible concentration relative à une substance oxydable et qui diminue ou prévient l'oxydation de ce substrat (FAVIER, 2003). Les antioxydants naturels sont de plus en plus préférés aux produits de synthèse. Parmi les molécules naturelles ayant des propriétés antioxydantes et largement connus, on trouve les caroténoïdes, l'acide ascorbique, les tocophérols ainsi que les composés phénoliques. Ces molécules antioxydantes sont une défense importante du corps humains contre les radicaux libres et sont trouvés largement chez les champignons supérieurs comestibles et non comestibles (TEL *et al.*, 2015 ; HELENO *et al.*, 2015b ; REIS *et al.*, 2014a ; KOSANIC *et al.*, 2013 ; YEH *et al.*, 2011 ; FERREIRA *et al.*, 2009 ; BARROS *et al.*, 2008b, 2007d ; PUTTARAJU *et al.*, 2006).

Une étude a été réalisée sur les extraits de dix champignons supérieurs récoltés au nord du France et a montré une importante teneur des molécules antioxydantes qui pourraient jouer un rôle protecteur dans les maladies chroniques liées au stress oxydatif, comme le cancer et les maladies cardiovasculaires, en particulier l'espèce *Fomitopsis pinicola* révélée un très élevée concentration des phénols (388 mg EAG/g) avec une forte capacité antioxydante (REIS *et al.*, 2011b). Des nombreuses champignons sauvages auraient des activités antioxydantes, qui était principalement lié à leurs importantes teneurs des biomolécules antioxydantes cités ci-dessus (HELENO *et al.*, 2011 ; FERREIRA *et al.*, 2009 ; BARROS *et al.*, 2007d). Les polysaccharides produits à partir de la culture immergée du champignon comestible *Grifola frondosa* ont montré une importante activité antioxydante due aux

teneurs des composés antioxydantes qu'ils contiennent (LEE *et al.*, 2003). Une étude menée par Mau *et al.*, (2001) a été montrée un effet inhibiteur des extraits méthanoliques de trois espèces d'*Auricularia* (*A. mesenterica*, *A. polytricha*, et *A. fuscusuccinea*) et *Tremella fuciformis* sur la peroxydation lipidique, le piégeage des radicaux DPPH, piégeage des radicaux hydroxyles, fort pouvoir réducteur et capacité à chélater les ions ferreux grâce à leurs richesses des biomolécules antioxydantes (MAU *et al.*, 2001).

3.2. Activités antibactériennes et antifongiques

Les champignons supérieurs sont un très grand réservoir de biomolécules, la majorité de ces biomolécules ont un spectre très étendu contre un large éventail de microorganismes dont les bactéries, les champignons filamenteux et les levures, les virus et les protozoaires.

3.2.1. Activités antibactériennes

Un agent antibactérien (ou antibiotique) est une substance produite par des bactéries, des champignons, ou de nature synthétique ou semi-synthétique qui tue les micro-organismes ou inhibent leur croissance. Parmi les antibiotiques plus connus, on trouve la Pénicilline (produite par le champignon microscopique *Penicillium notatum*) et l'antibiotique de synthèse chimique le Chloramphénicol (YALA *et al.*, 2001). Des nombreux microorganismes bactériens à Gram-positive (dont *Staphylococcus aureus*) et à Gram-négatives (dont *Escherichia coli*) causent des maladies les plus fatales et des épidémies les plus répandues. Selon l'OMS, la principale cause de décès dans les pays en développement par maladies infectieuses est due aux infections bactériennes.

La **Figure 27** montre les principaux agents antibactériens, leur mécanisme d'action et notamment leur cible sur les cellules du microorganisme.

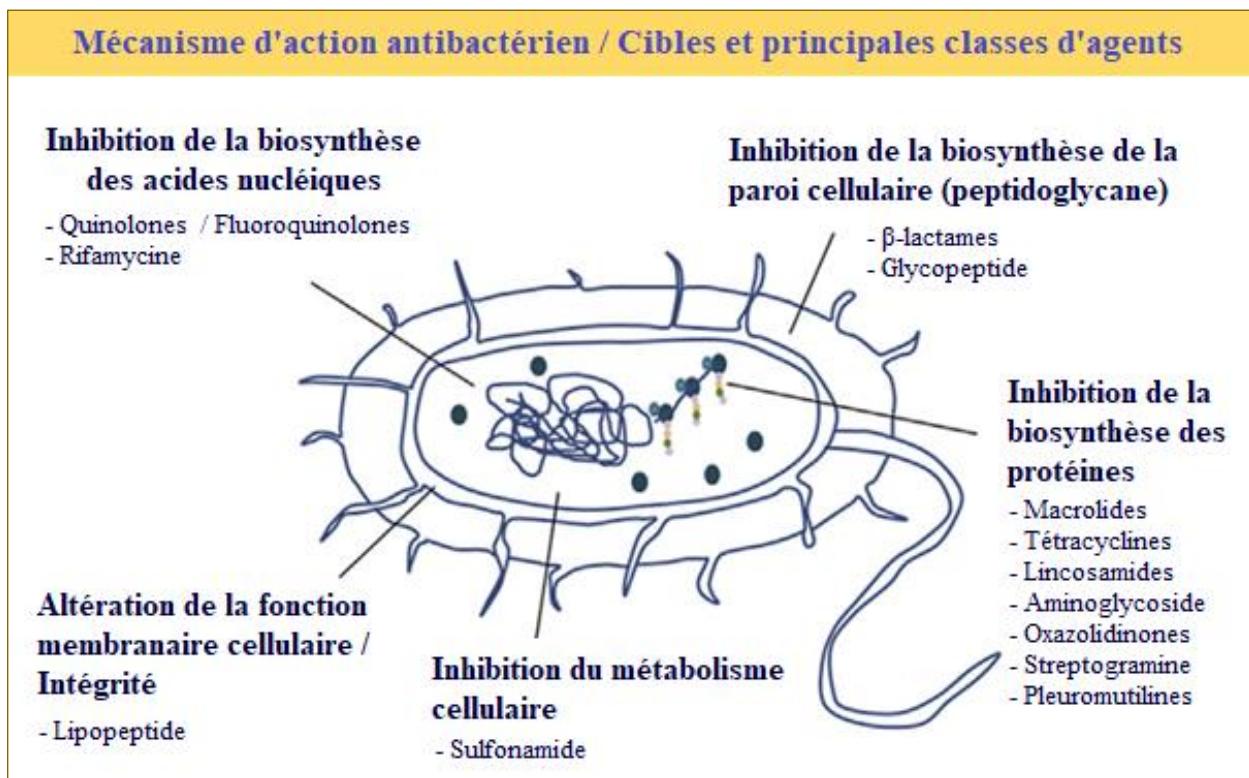


Fig. 27 : Mécanisme d'action des agents antibactériens en usage clinique (REIS *et al.*, 2017), ajusté.

Le traitement de ces infections se base principalement sur l'usage des antibiotiques. Dernièrement, l'usage de ces antibiotiques a connus des problèmes de l'apparition de la résistance bactérienne. Aujourd'hui, la richesse des champignons supérieurs par des biomolécules bioactifs constitue une excellente alternative. En effet, une étude menée par (HELENO *et al.*, 2013) a révélé que l'extrait méthanolique et deux composées phénoliques acide *p*-hydroxybenzoïque et acide cinnamique isolés à partir d'espèce *Ganoderma lucidum* ont montré une forte propriété antibactérienne (incluant *Staphylococcus aureus* et *Escherichia coli*), encore meilleures que les standards ampicilline et streptomycine dans certains cas. Les extraits des nombreux champignons supérieurs et ses constituants ont montrés une grande capacité d'activité antibactérienne contre des bactéries à Gram-positive et à Gram-négative (de type anaérobie et aérobie). Parmi les bactéries dont la croissance est inhibée, on trouve principalement des *Staphylococcus* (le plus généralement *aureus*), *Streptococcus mutans*, *S. sanguinis*, *Bacillus subtilis* et *B. cereus* pour les Gram (+) et des *E. Coli*, des *Pseudomonas aeruginosa*, *Salmonella typhimurium*, et *Enterobacter aerogenes* pour les Gram (-) (ALVES *et al.*, 2012). Dans une étude, plusieurs composés extraits de divers champignons ont été montré une activité antibactérienne considérable contre *Staphylococcus aureus*, *Bacillus subtilis* et *E. coli* (TAKAZAWA *et al.*, 1982). La molécule stérol Micaceol isolé à partir de champignon *Coprinopsis micaceus* (ancien nome : *Coprinus micaceus*) a montré une activité antibactérienne contre deux bactéries *Corynebacterium xerosis* et *Staphylococcus aureus* (ZAHID *et al.*, 2006). Ganomycin A et Ganomycin B sont des biomolécules isolées de *Ganoderma pfeifferi* ont montré une activité antibactérienne contre plusieurs bactéries Gram-positives et Gram-négatives (MOTHANA *et*

al., 2000). (ALVES *et al.*, 2012) résument les activités antimicrobiennes de plusieurs champignons supérieurs et décrit l'activité de champignon *Lentinula edodes* contre un certain nombre de bactéries à Gram-positives et à Gram-négatives.

3.2.2. Activités antifongiques

Un agent antifongique est une substance que tue ou inhibe la germination des microorganismes fongiques y a compris les levures et les champignons filamenteux, il est produit par des bactéries, des champignons ou de nature synthétique. Les champignons pathogènes causent des maladies chez les humains, les animaux, les cultures et d'autres organismes vivants, et contribuent substantiellement à la morbidité et à la mortalité humaine. De même, la contamination fongique est étroitement associée aux produits agricoles. Ces derniers sont contaminés principalement par les moisissures les plus connues des genres *Penicillium*, *Aspergillus* et *Fusarium* qui produisent des mycotoxines et largement étudiés (REIS *et al.*, 2017). Les dermatophytes et les levures sont les principaux agents pathogènes responsables des infections superficielles de la peau et des ongles. Les dermatophytes appartiennent essentiellement à trois genres : *Trichophyton*, *Microsporum* et *Epidermophyton*. Le genre *Trichophyton* est connu pour causer le pied d'athlète (tinea pedis) ; *Microsporum canis* est l'une des espèces les plus connues du genre *Microsporum*, qui en plus de provoquer la teigne chez les animaux de compagnie, est également un agent répandu de la teigne chez l'homme (teigne des cheveux/cuir chevelu) ; Les espèces d'*Epidermophyton* telles que *Epidermophyton floccosum* sont également connues pour provoquer la teigne, à savoir tinea pedis et tinea cruris (teigne de l'aîne). Enfin, les levures de genre *Candida* est considéré comme un des plus courants agents infectieux. De plus ce genre a été indiqué dans les années (2011-2012) comme le 5^{ème} pathogène le plus commun associé aux infections du sang (BSI). *Candida albicans* est une espèce très pathogène bien connue, il peut provoquer des infections de la peau, des ongles, des muqueuses et du tractus gastro-intestinal (REIS, 2017).

La **Figure 28** montre les principaux agents antifongiques, leur mécanisme d'action et notamment leur cible sur les cellules du microorganisme.

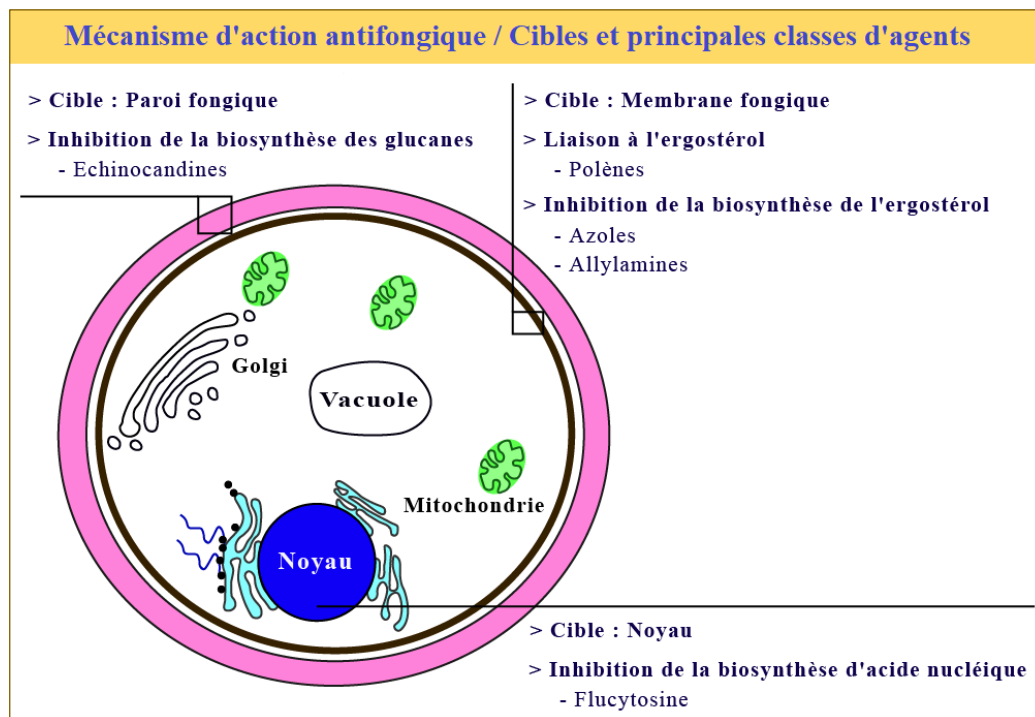


Fig. 28 : Mécanisme d'action des agents antifongiques en usage clinique (REIS *et al.*, 2017 ; VIRGINIE, 2016), ajustée.

Dans le but d'évaluer l'activité antifongique d'extraits des champignons supérieurs et leurs composés bioactifs contre les microorganismes fongiques, plusieurs études ont été réalisées et les résultats ont été largement satisfaisants. Par exemple, (HELENO *et al.*, 2013) a été rapporté que l'extraits méthanoliques de champignon *Ganoderma lucidum* et leurs composés phénoliques ont été montré une forte activité fongique contre quatre espèces d'*Aspergillus*, trois espèces de *Penicillium* et l'espèce *Trichoderma viride*, encore meilleurs que les standards Bifonazole et Ketoconazole dans certains cas. Dans le même contexte, les extraits de plusieurs champignons supérieurs des Basidiomycètes et/ou leurs composés ont été montré des activités antifongiques dirigées contre de nombreuses espèces des levures (dont, *Candida albicans* et *C. krusei*) et des champignons filamenteux y a compris *Aspergillus fumigatus*, *A. niger*, *Penicillium spp.*, *Fusarium spp.*, et autres pathogènes fongiques (M. ALVES *et al.*, 2013). Une étude d'activité antibactérienne et antifongique d'extraits de *Meripilus giganteus* a été évaluée par des méthodes de microdilution, et les résultats ont été montré que les micromycètes *Aspergillus versicolor* et *Penicillium funiculosum* sont les plus sensibles à l'extraits méthanoliques de *M. giganteus* avec des CMI de 0,025 mg/ml et des CMF de 0,050 mg/ml, tandis que *Aspergillus niger* était la souche la plus résistante avec une CMI de 0,30 mg/ml et une CMF de 0,40 mg/ml (STOJKOVIC *et al.*, 2017). Eryngin est une molécule peptide a été identifié comme un composé antifongique isolé à partir la fructification du champignons comestible et médicinale *Pleurotus eryngii*, il a inhibé la croissance mycélienne chez *Fusarium oxysporum* et *Mycosphaerella arachidicola* (WANG & NG, 2004).

3.3. Activités anti-inflammatoires et importance cosmétiques

3.3.1. Activités anti-inflammatoires

L'inflammation est considérée comme faisant partie de la réponse biologique complexe pour éliminer les blessures ou les stimuli nocifs tels que les agents pathogènes, les cellules endommagées ou l'irritation. Cette réponse conduit à de nombreux symptômes physiques telles que l'athérosclérose, l'obésité, le syndrome métabolique, le diabète et même plusieurs types de cancers (TAOFIQ *et al.*, 2015). Des études préalablement réalisées sur les extraits alcooliques et aqueuse des certaines espèces des champignons supérieurs y a compris *Agaricus bisporus*, *A. subrufescens*, *Antrodia spp.*, *Flammulina velutipes*, *Ganoderma lucidum*, *Lactarius deliciosus*, *Macrolepiota procera*, *Pleurotus spp.*, et autres ont été montré les activités anti-inflammatoires de ces espèces en utilisant plusieurs mécanismes d'actions (TAOFIQ *et al.*, 2016b). Ainsi, le champignon *Pleurotus eryngii* possède l'activité anti-inflammatoire (LI & SHAH, 2016), et *Lactarius rufus* montre une efficacité anti-inflammatoires par diminuant la perception de la douleur provenant des polysaccharides, plus précisément les β -D-glucanes (RUTHES *et al.*, 2013). (TAOFIQ *et al.*, 2015) a été rapporté que les champignons *Pleurotus ostreatus*, *Macrolepiota procera*, *Boletus impolitus* (actuel nome : *Hemileccinum impolitum*) et *Agaricus bisporus* ont révélé le potentiel anti-inflammatoire le plus fort présentant la plus forte inhibition de la production d'oxyde nitrique. Ces espèces de champignons ont également révélé une concentration très élevée d'acide cinnamique, qui était également le composé individuel qui présentait la plus forte activité anti-inflammatoire. Les stérols tels que ergostérol, ergosta-4-6-8(14),22-tetraen-3-one et 1-oleoyl-2-linoleoyl-3-palmitoylglycerol isolés du champignon *Grifola frondosa* ont montrés des activités antiinflammatoires par l'inhibition des cyclooxygénases de type I et II (LINDEQUIST *et al.*, 2005).

3.3.2. Importance cosmétiques

Les cosméceutiques sont des produits, sous forme de crèmes ou de lotions et comprenant des composés biologiquement actifs ayant des avantages médicaux similaires à ceux d'un médicament (TAOFIQ *et al.*, 2019b). Récemment, les champignons supérieurs attirent l'intérêt de l'industrie cosmétique à la recherche d'ingrédients actifs pour le traitement de la peau. En effet, on a déjà des ingrédients cosméceutiques préparés à partir des champignons supérieurs sur le marché mondial. Parmi des compagnies qui produisent et commercialisent les ingrédients cosmétiques, on trouve la compagnie Aveeno (crèmes anti-âge fabriquées à base de *Lentinula edodes*) (HYDE *et al.*, 2010) et le Laboratoire Pachaloha propose une crème à base de *Inonotus obliquus* pour guérir la peau des problèmes d'eczéma et le psoriasis (PACHALOHA, 2021). Le champignon comestible et médicinal *Agaricus subrufescens* Fig. parmi les espèces utilisées actuellement ou bientôt autorisées pour la fabrication de cosmétiques à action nutraceutique, comme du shampoing maintenant la vitalité

du cheveu, des crèmes pour la lutte contre le vieillissement de la peau et sa revitalisation (HYDE *et al.*, 2010).

3.4. Activités anticancéreuses et antivirales

3.4.1. Anticancéreuses

Le cancer est une épidémie mondiale. Il est un terme générique pour un groupe de plus de 100 maladies qui affectent n'importe quelle partie du corps. Il a deux autres termes utilisés à savoir les tumeurs malignes et les néoplasmes. Le cancer est une maladie caractérisée par une population de cellules qui se développent et se divisent sans respecter les limites normales, envahissent et détruisent les tissus adjacents. D'ici 2050, le fardeau du cancer pourrait atteindre 24 millions de cas par an dans le monde, dont 17 millions dans les pays en développement (BADAWI, 2012).

De nombreuses études *in vivo* ont démontré l'activité anticancéreuse des extraits, des biomolécules des polysaccharides purifiés (glucane) et des polysaccharides-peptides isolés à partir des champignons supérieurs, ces activités sont réalisées dans des modèles animaux (WASSER & WEIS, 1999). Ainsi, les biomolécules comme lectines et polysaccharides-protéines sont prouvées de posséder des fonctions efficaces comme immunomodulatoire et anticancer (MORADALI *et al.*, 2007). L'extrait aqueux d'espèce de *Phellinus linteus* a montré une forte suppression de la prolifération tumorale (MIZUNO, 2000). Les phelligridines sont des dérivés intéressants de la métabolite secondaire styrylpyrone isolés à partir de deux genres de champignon *Inonotus* et *Phellinus*, ils ont montré une cytotoxicité sélective *in vitro* contre une lignée cellulaire de cancer du poumon humain et une lignée cellulaire de cancer du foie (MO *et al.*, 2004). Des triterpènes isolés à partir des espèces de *Ganoderma* ont été identifiées comme de puissants agents anticancéreux (WU *et al.*, 2013 ; TRIGOS & MEDELLIN, 2011 ; SANODIYA *et al.*, 2009). Les acides ganodériques, le ganodériol F, les lucidimols, le ganodermanontriol, l'acide ganolucidique sont des terpénoïdes isolés à partir des espèces de *Ganoderma* (surtout *Ganoderma lucidum*) ont été démontré qu'ils exercent des effets cytotoxiques sur diverses cellules cancéreuses (WU *et al.*, 2013 ; TRIGOS & MEDELLIN, 2011 ; CHENG *et al.*, 2011 ; SANODIYA *et al.*, 2009). La molécule lentinane est un polysaccharide isolé du champignon *Lentinula edodes* inhibe la croissance des cellules cancéreuses et stimule le système immunitaire contre le cancer (ZHANG *et al.*, 2011 ; CHIHARA *et al.*, 1969). Généralement, les champignons supérieurs sauvages constituent une source illimitée des composés aux propriétés antitumorales et immunostimulantes potentielles, y compris de faible poids moléculaire (par exemple quinones, cérebrosides, isoflavones, catéchols, amines, triacylglycérol, sesquiterpènes, stéroïdes, germanium et sélénium organiques) et des composés de haut poids moléculaire (par exemple homo et hétéropolysaccharides, glycoprotéines, glycopeptides, protéines, complexes ARN-protéine (FERREIRA *et al.*, 2010).

3.4.2. Activités antivirales

Malgré les progrès de la médecine moderne, les infections virales humaines continuent de tuer des millions de personnes dans le monde. Les champignons supérieurs sont une source des molécules naturelles ont la capacité de combattre et d'arrêter le développement des virus et facilitent l'élimination du mucus tout en stimulant le système immunitaire. Déjà, des études sur les effets antiviraux des champignons supérieurs sont réalisés par leur extraits bruts et/ou des composés isolés surtout les terpénoïdes (MOTHANA *et al.*, 2003 ; NA *et al.*, 2003 ; EO *et al.*, 1999). Les extraits aqueux et d'éthanol, ainsi des fractions polysaccharidiques de *Lentinula edodes* ont montré une activité antivirale contre la réplication du poliovirus (PV-1) et du virus de l'herpès bovin (BoHV-1) (RINCÃO *et al.*, 2012). Certaines études ont été relevé que les biomolécules fongiques telles que les polysaccharides, protéines de liaison aux glucides, les peptides, les protéines, les enzymes, les polyphénols, les triterpènes, les triterpénoïdes et plusieurs autres composés exercent une activité antivirale contre les virus à ADN et à ARN. Ils inhiberaient l'entrée virale, la réplication, l'enzyme virale, l'expression des protéines virales et des protéines cellulaires, et renforceraient l'immunité contre HSV-1, HSV-2, le virus de la grippe A, le VIH, le VHC, le FCV et l'EV71. Par conséquent, les composés bioactifs des champignons supérieurs pourraient être des candidats pour traiter les infections virales (SEO & CHOI, 2021).

3.5. Autres activités médicinales

Outre que les principales activités biologiques cité au-dessus, les champignons supérieurs ont été montrés plusieurs autres activités médicinales. En effet, les espèces comme *Lactarius deterrimus* possèdent des propriétés intéressantes pouvant freiner le développement de la maladie du diabète (BAS, 2016). Les extraits des champignons médicinales tels que *Grifola frondosa*, *Dendropolyporus umbellatus*, *Schizophyllum commune*, *Trametes versicolor*, *Tremella fuciformis* et *Wolfiporia cocos* ayant des effets hépato-protecteurs (WASSER & WEIS, 1999). *Grifola frondosa* et *Trametes versicolor* sont retrouvés de posséder des activités antidiabétiques (WASSER & WEIS, 1999). L'extrait de champignons *Pleurotus eryngii* agit comme un bon candidat thérapeutique pour l'hyperlipidémie (CHEN *et al.*, 2013). Ce espèce a autres activités médicinales notamment, activité anti-hyper glycémiques du champignon (KIM *et al.*, 2010), et activité antiallergique (HAN *et al.*, 2011). Des études sur le champignon *Amanita muscaria* ont permis d'isoler la muscarine, une molécule d'alcaloïde induisant une activation du système nerveux parasympathique (KOSENTKA *et al.*, 2013), ainsi cette molécule contient un intérêt pour le traitement d'Alzheimer (DEFANT *et al.*, 2015). L'extraits éthanolique de mycélium de *Lentinula edodes* possède une activité antiprotozoaires contre *Paramecium caudatum* (BADALYAN, 2004). On peut aussi citer la psilocybine, un alcaloïde présente chez plusieurs champignons du genre *Psilocybe*, elle possède des propriétés anxiolytiques et agirait

en tant qu'antidépresseur (TYLS *et al.*, 2014). En fin, les champignons supérieurs ont été montrés plus de ces activités biologiques que nous avons été précédemment cités due à leurs réservoirs des biomolécules, et ils restent beaucoup à exploiter et à découvrir des nouveaux médicaments et propriétés médicinales des champignons supérieurs sauvages.

4. Evaluation d'activité antioxydante, antibactérienne et antifongique

4.1. Activités antioxydantes

Les méthodes d'évaluation les activités antioxydantes des composés purs ou des extraits des champignons supérieurs sont nombreuses et peuvent être qualitatives ou quantitatives. Dans cette partie, nous avons utilisés trois différentes méthodes pour déceler la présence de composés antioxydantes dans les extraits méthanoliques des champignons supérieurs étudiés, à savoir, la méthode de piégeage du radical libre DPPH, de pouvoir réducteur du fer (FRAP) et la méthode de décoloration du bêta-carotène (blanchissement du bêta-carotène). Trolox a été utilisé comme un standard antioxydant. Les courbes d'inhibition ont été préparés à partir de six concentrations séquentielles ont été faites à partir de la solution mère d'extrait ou standard. Les résultats sont exprimés en valeurs CE_{50} (EC_{50} en Anglais) ou en valeurs CI_{50} (IC_{50} en Anglais). Les concepts de CI_{50} et CE_{50} sont fondamentaux en pharmacologie. L' CE_{50} (Concentration Efficace) est la concentration d'un composé/extrait qui donne une réponse semi-maximale. La CI_{50} (Concentration Inhibitrice) est la concentration d'un inhibiteur où la réponse (ou la liaison) est réduite de moitié (GRAPHPAD, 2010). Les calculations de valeurs CE_{50} et CI_{50} ont été faits à partir les courbes d'inhibition par l'utilisation des logiciels de statistique comme GraphPad Prism 8.

4.1.1. Test de piégeage du radical libre DPPH

L'évaluation d'activité antioxydant par cette méthode est basé sur la mesure de la dégradation du radical de synthèse 2,2-diphényl-1-picrylhydrazyl (DPPH[•]), qui est un radical azoté organique à longue durée de vie avec une couleur pourpre foncé. Le test DPPH[•] permet de mesurer le pouvoir antiradicalaire de molécules pures ou d'extraits végétaux dans un système modèle (solvant organique, température ambiante) (CHIMACTIV, 2021). Dans cette méthode, le radical chromogène violet est réduit par des composés antioxydants/réducteurs en l'hydrazine jaune pâle correspondante (Fig. 29), selon l'équation suivante :



Équation 4 : Équation pour la détermination des valeurs CE_{50} ou CI_{50} .

Où : AH est représenté la molécule donneuse, et A[•] est le radical libre produit dans cette première étape. Ce dernier radical va alors subir d'autres réactions qui contrôlent la stoechiométrie globale, c'est-à-dire le nombre de molécules de DPPH réduite (décolorée) par une molécule du réducteur. Cette réduction pourrait être surveillée en mesurant la diminution de l'absorbance à 515-528 nm jusqu'à ce que l'absorbance reste stable dans les milieux organiques, et l'activité de piégeage des radicaux libres peut être déterminée par la décoloration de la solution de DPPH (REIS, 2017).

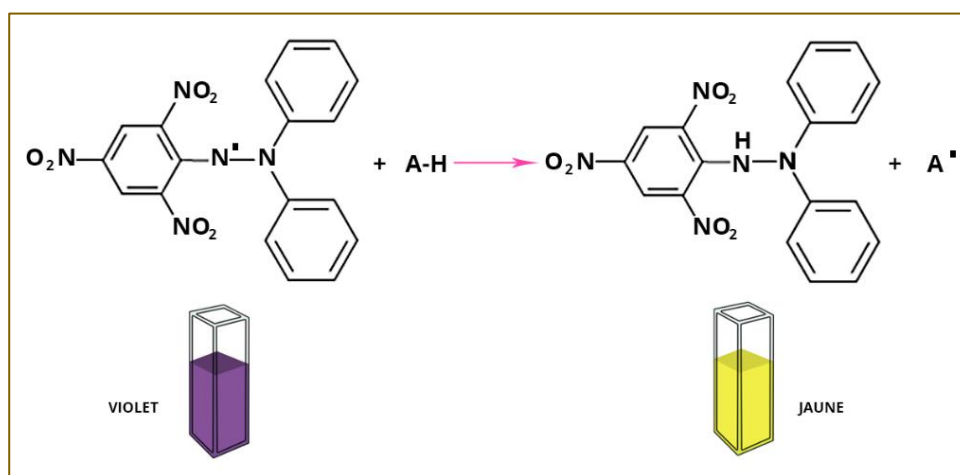
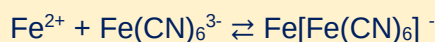


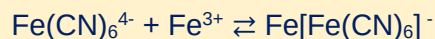
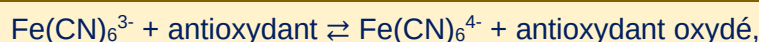
Fig. 29 : Réaction d'un antioxydant avec le radical DPPH[•] (CHIMACTIV, 2021).

4.1.2. Test de pouvoir réducteur du fer (FRAP)

La méthodologie FRAP est basé sur la capacité des composés phénoliques à réduire la forme ferrique jaune (Fe³⁺) en forme ferreuse bleue (Fe²⁺) par l'action d'antioxydants (donneurs d'électrons). Lorsque l'espèce antioxydante est le Fe³⁺ (accepteur d'électron) ou Fe(CN)₆³⁻ dans le réactif ferricyanure composite, Fe²⁺ ou Fe(CN)₆⁴⁻ est formé comme produit de réduction avec l'antioxydant, et se combine avec l'autre composant réactif pour produire du bleu de Prusse, KFe[Fe(CN)₆], en tant que produit coloré. Ainsi, lorsque Fe³⁺ est utilisé avec Fe(CN)₆³⁻ comme agent oxydant, l'une ou l'autre des deux paires réactionnelles se produit, toutes deux aboutissant au même produit coloré (REIS, 2017) :



Ou

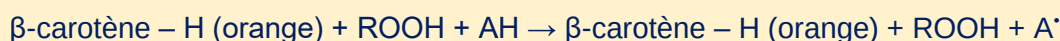
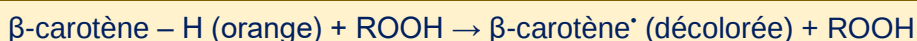


Équation 5 : Couples de réactions pouvant se produire, permettant d'évaluer le pouvoir réducteur des échantillons (REIS, 2017).

La couleur bleue résultante est mesurée par spectrophotométrie à 690 nm et elle est considérée comme linéairement liée à la capacité réductrice totale des antioxydants donneurs d'électrons.

4.1.3. Test de blanchissement du bêta-carotène

Test d'inhibition du blanchissement du β -carotène est appelé aussi la méthode du β -carotène/linoléate. Cette méthode est utilisée pour évaluer l'inhibition de la peroxydation lipidique des espèces des champignons étudiées. Dans cette méthode, la capacité des antioxydants est déterminée en mesurant l'inhibition de la production de composés organiques volatils et la formation d'hydroperoxydes de diène conjugué due à l'oxydation de l'acide linoléique, qui blanchissent le β -carotène dans l'émulsion. Le mécanisme de réaction implique le blanchiment des caroténoïdes via l'oxydation induite par la chaleur et la décoloration résultante étant inhibée ou diminuée par des antioxydants qui donnent des atomes d'hydrogène pour éteindre les radicaux. L'absorbance du β -carotène est mesurée à 470 nm. Ainsi, le mécanisme réactionnel peut être décrit comme suit (REIS, 2017) :



Équation 6 : Réaction d'inhibition du blanchiment au β -carotène (REIS, 2017).

4.2. Activités antimicrobiennes

Des nombreuses méthodes de laboratoires peuvent être utilisés pour évaluer les activités antimicrobiennes *in vitro* des extraits bruts ou des composés purifiés. Généralement, deux techniques sont largement connues et utilisées, les méthodes de diffusion sur disque et les méthodes de dilution en bouillon ou en gélose. La dilution en gélose et la dilution en bouillon sont les techniques les plus couramment utilisées pour déterminer la concentration minimale inhibitrice (CMI) des agents antimicrobiens, y compris les antibiotiques et autres substances qui tuent ou inhibent la croissance des microorganismes pathogènes. La dilution en bouillon est divisée en deux, la méthode de macrodilution (volume total utilisé 2 ml) et la méthode de microdilution qu'elle est effectuée dans des plaques de microtitration à 96 puits en utilisant 200 μ l par puits. La CMI est définie comme la concentration la plus faible (en mg/ml) de l'agent antimicrobien qui empêche la croissance visible d'un microorganisme dans des conditions définies (WIEGAND *et al.*, 2008). La méthode microdilution en bouillon est largement utilisée pour évaluer les activités antimicrobiennes des extraits bruts des champignons supérieurs et leurs composés purifiés contre les bactéries, *Candida spp.*, *Aspergillus spp.* Et autres champignons filamenteux (KOSTIC *et al.*, 2017 ; HELENO *et al.*, 2015a ; REIS *et al.*, 2014b ; STOJKOVIC *et al.*, 2013 ; M. J. ALVES *et al.*, 2013).

4.2.1. Méthode de microdilution en bouillon

La microdilution en bouillon est l'une des méthodes de test de sensibilité aux antimicrobiens les plus élémentaires. La procédure consiste à préparer des dilutions au double de l'agent antimicrobien (par exemple, 1, 2, 4, 8, 16 et 32 $\mu\text{g/ml}$) dans un milieu de croissance liquide distribué dans des puits contenant un plus petit volume (200 μl) à l'aide d'une plaque de microtitration à 96 puits (**Fig. 30**). Ensuite, chaque puits estensemencé avec un inoculum microbien préparé dans le même milieu après dilution d'une suspension microbienne standardisée ajustée à l'échelle de McFarland 0.5 (**Fig. 31**). Après avoir bien mélangé, la plaque de microtitration à 96 puits est incubée (principalement sans agitation) dans des conditions appropriées en fonction du microorganisme testé (**Tabl. 14**) (BALOUIRI *et al.*, 2016).

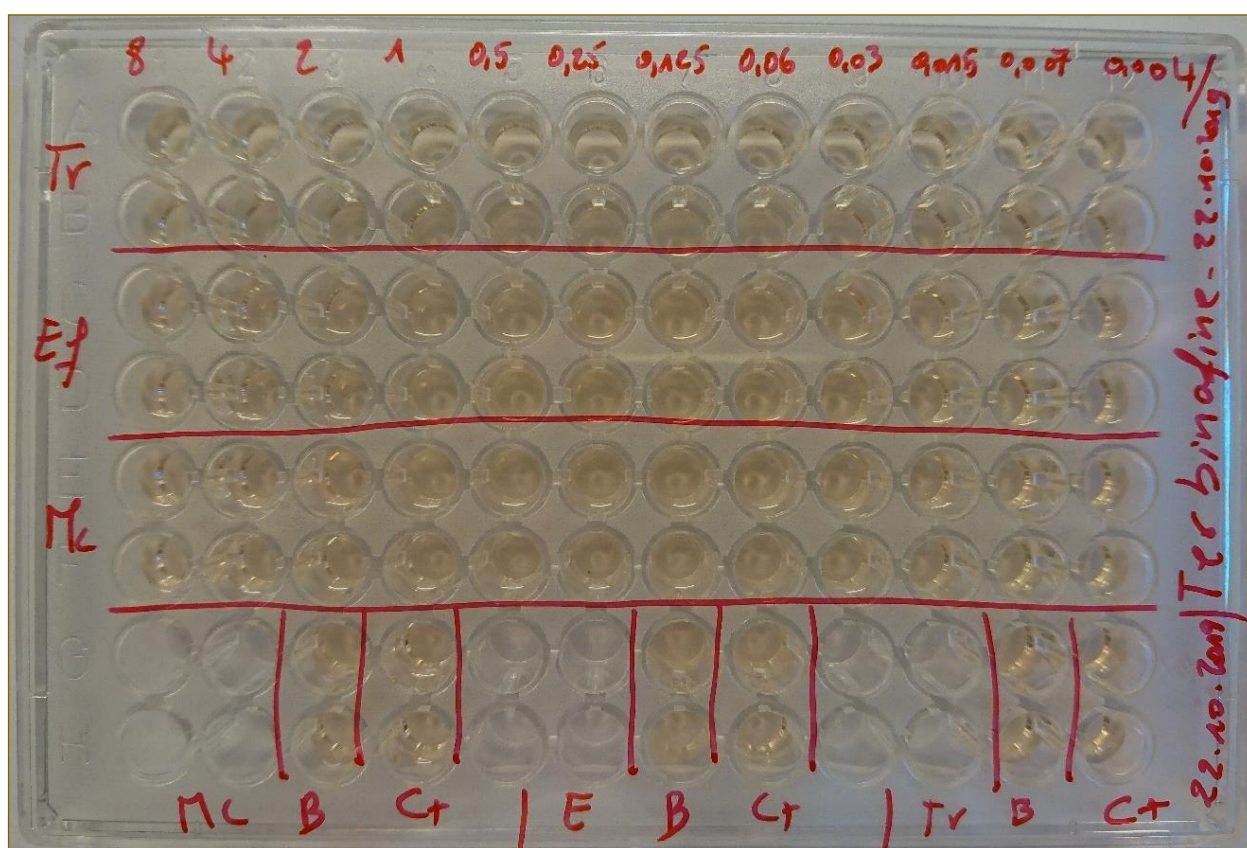


Fig. 30 : Illustration d'un exemple de la méthode de microdilution en bouillon de la microplaque à 96 puits pour le test de Terbinafine contre trois dermatophytes.

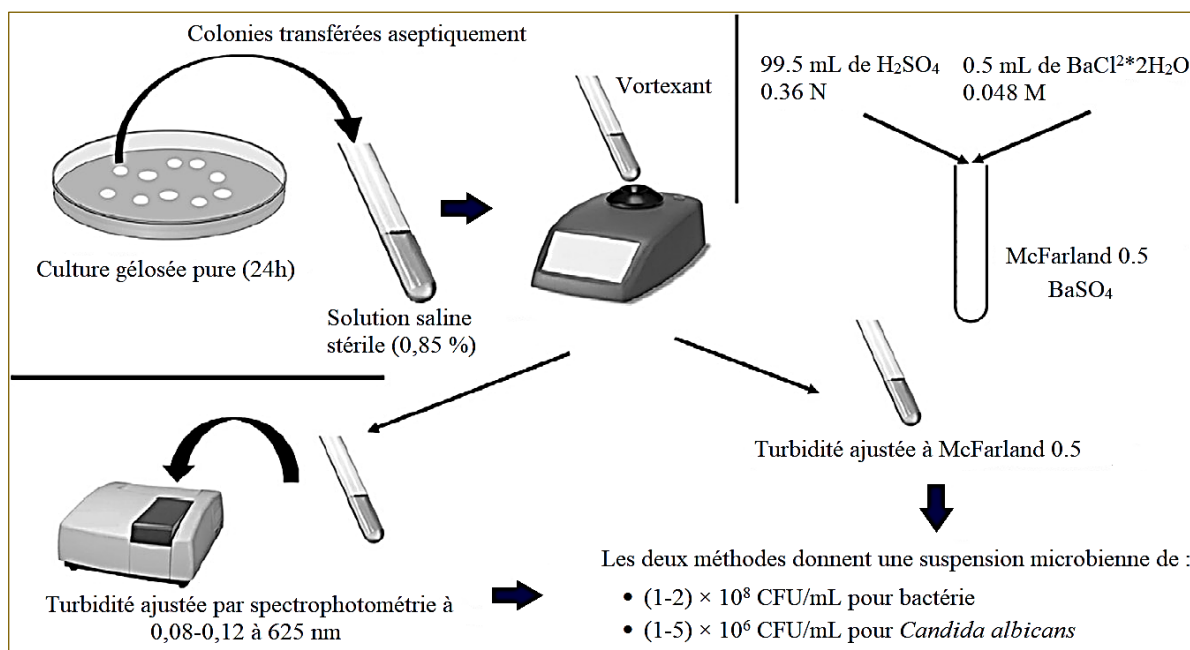


Fig. 31 : Préparation d'inoculum microbien à McFarland 0.5 par la suspension directe de colonies comme recommandé par CLSI (BALOUIRI *et al.*, 2016), ajustée.

Tabl. 14 : Milieux de culture, taille de l'inoculum microbien et conditions d'incubation pour la méthode de microdilution en bouillon recommandées par le CLSI (BALOUIRI *et al.*, 2016).

Microorganisme	Milieux de culture	Taille de l'inoculum final	Température de l'incubation (°C)	Temps de l'incubation (h)
Bactéries	MHB	5×10^5 CFU/ml	35 ± 2	20
Levures	RPMI 1640	$(0.5-2.5) \times 10^3$ CFU/ml	35	24-48
Champignons filamenteux	RPMI 1640	$(0.4-5) \times 10^4$ CFU/ml	35	48 pour la plupart des champignons

4.2.2. Détermination de la concentration minimale inhibitrice (CMI)

La CMI est la concentration la plus faible d'un agent antimicrobien qui empêche la croissance visible d'un micro-organisme dans un test de sensibilité à la dilution en gélose ou en bouillon (CLSI, 2009). La reproductibilité et l'économie de réactifs et d'espace qui se produit grâce à la miniaturisation du test sont les avantages majeurs de la méthode de microdilution (BALOUIRI *et al.*, 2016). Néanmoins, le résultat final est significativement influencé par la méthodologie, qui doit être soigneusement contrôlée si l'on veut obtenir des résultats reproductibles (intra-laboratoire et inter-laboratoire) (CLSI, 2009). Pour la détermination du point final de la CMI, les dispositifs de visualisation peuvent faciliter la lecture des tests de microdilution et l'enregistrement des résultats avec une grande capacité à discerner la croissance dans les puits. Par ailleurs, plusieurs méthodes colorimétriques basées sur l'utilisation de réactifs colorants ont été développées. Sels de tétrazolium et bromure de 3-(4,5- diméthylthiazol-2-yl)-2,5-diphényltétrazolium (MTT), 2,3-bis {2-méthoxy-4-nitro-5-[(sulfénylamino) carbonyl]- 2Htétrazolium hydroxyde} (XTT) sont souvent utilisés dans la

détermination du point final de la CMI pour les tests de microdilution antifongiques et antibactériens (BALOUIRI *et al.*, 2016).

La taille de l'inoculum, le type de milieu de croissance, le temps d'incubation et la méthode de préparation de l'inoculum sont bien connus qui peuvent influencer les valeurs de CMI (BALOUIRI *et al.*, 2016). Par conséquent, la dilution du bouillon a été normalisée par le CLSI pour tester les bactéries à croissance aérobie, les levures et les champignons filamenteux (BALOUIRI *et al.*, 2016 ; CLSI, 2009, 2008a, 2008b, 2008c). La méthode de dilution en bouillon d'EUCAST est principalement similaire à celle de CLSI avec des modifications concernant généralement certains des paramètres de test tels que la préparation et la taille de l'inoculum et la méthode de lecture CMI qui est visuelle dans le dosage CLSI et spectrophotométrique dans les directives EUCAST (BALOUIRI *et al.*, 2016 ; ARIKAN, 2007).

Concernant les champignons sporulant et les conidies, la microdilution standardisée par le CLSI fait intervenir un inoculum de spores ajusté par spectrophotométrie de $0,4 \times 10^4$ à 5×10^4 CFU/ml. Cependant, dans le test d'EUCAST, l'inoculum peut être ajusté de 2×10^5 à 5×10^5 UFC/ml par comptage hémostomatique (BALOUIRI *et al.*, 2016 ; CLSI, 2008c).

4.2.3. Détermination de la concentration minimale létale (CML) (bactéricide (CMB) ou fongicide (CMF))

La détermination de la concentration minimale bactéricide (CMB) ou de la concentration minimale fongicide (CMF), également connue sous le nom de concentration létale minimale (CML), est l'estimation la plus courante de l'activité bactéricide ou fongicide (BALOUIRI *et al.*, 2016). La CMB est définie comme la concentration la plus faible d'agent antimicrobien nécessaire pour tuer 99,9 % de l'inoculum final après une incubation de 24 h dans un ensemble standardisé de conditions décrites dans le document M26-A, dans lequel le CMB peut être déterminé après microdilution en bouillon par sous-culture d'un échantillon de puits, produisant une croissance microbienne négative après incubation à la surface de plaques de gélose non sélective pour déterminer le nombre de cellules survivantes (CFU/ml) après 24 h d'incubation (BALOUIRI *et al.*, 2016 ; CLSI, 1999). La limite d'effet bactéricide (CMB) a été défini subjectivement comme la concentration la plus faible, à laquelle 99,9 % de l'inoculum final est tué (CLSI, 1999). La CMF est également défini comme la concentration la plus faible du médicament qui produit un effet destructeur de 98% à 99,9% par rapport à l'inoculum initial (BALOUIRI *et al.*, 2016).

5. Nocivité des champignons supérieurs

Selon l'intérêt culinaire, les champignons supérieurs peuvent être classés en trois catégories, les champignons comestibles, les champignons toxiques et les autres sans intérêt culinaire (Roux, 2008). Comme nous le savons, l'intoxication vient souvent des champignons toxiques. Cependant, les champignons comestibles peuvent aussi provoquer plusieurs cas des intoxications graves, voire mortelles à travers le monde entier. Ces intoxications de champignons comestibles sont reliées à plusieurs causes, tels que la confusion, la maturité de champignon, le lieu de récolte, la contamination, la préparation culinaire et d'autres causes qui seront cités dans cette partie.

Au Maroc, la consommation de champignons n'est pas dans les habitudes marocaines. Dans ce sens, les maladies dues à l'ingestion de champignons toxiques sont rares et ne représentent pas un motif régulier de consultation dans les structures sanitaires. Pourtant, des cas d'intoxication existent, en raison notamment du changement des pratiques culinaires marocaines. Une étude réalisée par le CAPM (Centre antipoison du Maroc) entre octobre 2015 et janvier 2016 rapporte 4 cas d'intoxication aux champignons (Lematin.ma, 2016).

5.1. Champignons supérieurs nocifs

Les champignons supérieurs nocifs sont des champignons qui contiennent des substances toxiques présentant des effets graves ou mortels. De nombreuses substances différentes appartenant aux champignons vénéneux ont déjà été identifiées et sont liées à différents symptômes et signes. La cancérogénicité, des altérations des fréquences respiratoire et cardiaque, une insuffisance rénale, une rhabdomyolyse et d'autres effets ont été observés dans les études de toxicité avec diverses espèces, notamment comestibles et thérapeutiques (LIMA, 2012). Dans le cas d'une intoxication due aux champignons nocifs, les symptômes se manifestent immédiatement, ou après une période d'incubation variable, selon le champignon ingéré. Les cas les plus graves, ceux résultant de l'ingestion de champignons contenant les toxines amanitine (les espèces appartenant aux genres *Amanita*, *Galerina* et *Lepiota*) et orellanine (les espèces appartenant au genre *Cortinarius*) (CARVALHO, 2012 ; LIMA, 2012). Les champignons du groupe de l'*Amanita phalloides* sont sans contredit à l'origine des plus dangereux accidents (GROVES, 1981) et sont responsables de la majorité des décès causés par une intoxication aux champignons (LIMA, 2012). Les champignons toxiques peuvent être classés en 6 groupes selon leurs actions comme suit (GONMORI & YOSHIOKA, 2005).

⇒ Ceux qui détruisent les cellules, endommagent le foie et les reins et peuvent ainsi entraîner la mort (période de latence, 6 à 10 h ; *Amanita virosa*, *Amanita verna* et *Amanita phalloides*).

- ⇒ Ceux qui agissent sur le système nerveux autonome et provoquent des symptômes tels que sueurs, larmolements, vomissements et diarrhées (période de latence, 20min – 2h ; *Clitocybe gibba*, espèces *Inocybe* et autres).
- ⇒ Ceux qui inhibent le métabolisme de l'acétaldéhyde dans le sang (effet disulfirame-like), provoquant un phénomène de bouffées vasomotrices et des palpitations lors de la consommation concomitante d'alcool (période de latence, 20min – 2h ; *Clitocybe clavipes*, *Coprinus atramentarius*, etc.).
- ⇒ Ceux qui agissent sur le système nerveux central et provoquent une excitation anormale et des hallucinations (période de latence, 20min – 2h ; *Amanita pantherina*, *Psilocybe argentipes*, et autres).
- ⇒ Ceux qui irritent le tractus gastro-intestinal et provoquent des symptômes, tels que des douleurs abdominales, des vomissements et de la diarrhée (période de latence, 30 min – 3h ; *Rhodophyllus rhodopolius*, *Lampteromyces japonicus*, et autres).
- ⇒ D'autres qui provoquent un gonflement ou une nécrose des extrémités des extrémités ou des douleurs aiguës dues à des troubles des nerfs périphériques (*Clitocybe acromelalga* et autres).

L'Annexe 18 déjà décrit regroupe une liste de champignons supérieurs vénéneux et mortels. L'analyse de cette liste a montré qu'il y a environ 181 champignons supérieurs identifiés comme espèces nocifs, dont 130 espèces décrits toxiques, 17 espèces toxiques et/ou mortelles et 34 champignons avec un risque important de mortalité s'ils sont consommés.

5.2. Causes de nocivité de champignons supérieurs

Les intoxications par consommation de champignons supérieurs sont principalement liés à deux facteurs : d'abord, la confusion entre une espèce toxique et une espèce comestible, ensuite tandis que le deuxième lié à la méconnaissance ou l'ignorance des caractères botaniques spécifiques qui permettent d'identifier les différentes espèces (CHAVANT, 2008). D'autres facteurs sont liés au consommateur, à la préparation culinaire et la consommation, à la conservation et l'état des espèces récoltées, en enfin à l'environnement (ROUX, 2008).

⇒ **Identification et Confusion**

Certains champignons supérieurs hautement toxiques ressemblent beaucoup aux espèces comestibles (confusion). Par exemple, *Amanita proxima* (Mortel), très facilement confondue avec *Amanita ovoidea* (comestible) en France, et *Russula subnigricans*, prise pour *Russula nigricans* au Japon (Roux, 2008).

Le **Tableau 15** ci-dessous présente certains exemples des champignons supérieurs comestibles et toxiques ayant des similitudes morphologiques

Tabl. 15 : Certains exemples des champignons supérieurs comestibles et toxiques à grand similitudes morphologiques (CARVALHO, 2012).

Champignons comestibles	Champignons toxiques
<i>Agaricus arvensis</i>	<i>Agaricus xanthodermus</i>
<i>Amanita ovoidae</i>	<i>Amanita proxima</i>
<i>Armillaria mellea</i>	<i>Clitocybe acromelalga</i> <i>Galerina unicolor</i>
<i>Calocybe gambosa</i>	<i>Inocybe erubescens</i>
<i>Clitocybe gibba</i>	<i>Clitocybe amoenolens</i>
<i>Coprinus comatus</i>	<i>Coprinus atramentarius</i>
<i>Marasmius oreades</i>	<i>Clitocybe dealbata</i>
<i>Lepista inversa</i>	<i>Clitocybe amoenolens</i> <i>Agaricus xanthodermus</i>
<i>Morchella esculenta</i>	<i>Gyromitra esculenta</i>
<i>Tricholoma magnivelare</i>	<i>Amanita smithiana</i>

⇒ **Consommateur**

Le degré de toxicité d'un champignon varie en fonction de l'âge et /ou l'état de santé du consommateur. *Lepista nuda* et *Clitocybe nebularis* contiennent des substances responsables de phénomènes d'intolérances de type allergique ; Cèpe et Girolles consommées en grande quantités, peuvent provoquer des obstructions gastriques ou intestinales nécessitant une intervention chirurgicale (CHAVANT, 2008).

⇒ **Préparation culinaire et consommation**

- La consommation des champignons comestibles crus ou insuffisamment cuits, provoquent des vomissements, des diarrhées, des douleurs gastro-intestinales voire des collapsus cardiovasculaires (BAS, 2016).
- La cuisson désactive les toxines thermolabiles de certains champignons, comme par exemple *Amanita vaginata*, *Helvella spp.*, *Morchella spp.*, *Peziza spp.* (CHAVANT, 2008).
- Certains champignons présentent sur leur chapeau une cuticule visqueuse (*Suillus luteus*, *Hygrophorus latitabundus*), cette couche mucilagineuse, non épluchée, peut provoquer des diarrhées plus ou moins violentes (CHAVANT, 2008).
- La consommation abondante et fréquente dans le temps de certains champignons comestibles tels que les espèces de la famille des Morchellaceae (GOVORUSHKO *et al.*, 2019 ; CHAVANT, 2008), entraîne des intoxications par l'accumulation du poison.

- L'utilisation simultanée de de l'alcool avec certains types de champignons comme par exemple, *Coprinus comatus*, *C. sterquilinus* et *Coprinopsis atramentaria* (GOVORUSHKO et al., 2019).

⇒ **Etat de champignons récoltés et conservation**

- La nocivité d'un champignon est liée à sa maturité et à sa conservation. Par exemple, *Armillaria mellea* est définie comme comestible quand elle est jeune et bien cuit, et toxique quand elle est âgée ou mal conservés (SOSNICKA et al., 2018 ; BOA, 2006).
- Les champignons ayant subi une mauvaise conservation sont susceptibles de former des ptomaïnes (putrescine, cadavérine) et d'être attaqué par des moisissures qui seront à l'origine de symptômes gastro-intestinaux plus ou moins graves (CHAVANT, 2008).
- Les bons champignons comestibles deviennent parfois toxiques, ou tout du moins indigestes par le simple fait de vieillir. C'est le cas par exemple des polypores comestibles, dont les fibres deviennent difficiles à digérer car trop résistantes pour le tube digestif. D'autres espèces voient leur concentration en toxines varier avec l'âge (ROUX, 2008).
- Le stockage à long terme des champignons récoltés sans traitement culinaire ou des champignons déjà préparés sans consommés (GOVORUSHKO et al., 2019).
- Conservation des champignons comestibles dans un endroits pollués ou dans des sac plastiques.

⇒ **Environnement**

Le milieu de développement d'un champignon agit fortement sur sa qualité :

- Le mycélium et les carpophores des champignons peuvent capter des très nombreuses substances toxiques à partir des engrais, des désherbants, des pesticides, des métaux lourds, de la radioactivité, etc. (CHAVANT, 2008). Les métaux lourds comme l'arsenic, le cadmium, le mercure et le plomb sont très dangereux pour la santé humaine (GOVORUSHKO et al., 2019).
- Les champignons comestibles peuvent être contaminés par des microorganismes, notamment des pathogènes bactériennes et fongiques (GOVORUSHKO et al., 2019).
- Le climat peut également jouer un rôle dans la toxicité. Une étude a rapporté que les effets biologiques d'*Amanita muscaria* sont en relation avec la période de ramassage, les exemplaires ramassés en septembre induisent une nausée plus marquée et moins d'effets psychiques que ceux ramassés en août (ROUX, 2008).

5.3. Précautions d'emploi de champignons supérieurs nocifs

La première précaution d'emploi pour se protéger contre les intoxications causées par les champignons supérieurs nocifs est la connaissance des caractéristiques distinctives des champignons comestibles, car le plus souvent, l'empoisonnement est causé par des champignons supposés à tort être comestibles. Il est également nécessaire d'éviter le stockage à long terme des champignons récoltés sans cuisson et le stockage à long terme des champignons déjà préparés (GOVORUSHKO *et al.*, 2019). Pour protéger contre les intoxications causées par les champignons nocifs, les précautions de base suivantes doivent être respectées :

⇒ **Avant et pendant la récolte**

- Eviter de récolter des champignons dans des endroits pollués. Le champignon étant capable d'accumuler certains polluants (métaux lourds, pesticides, éléments radioactifs), il est préférable d'éviter de récolter les champignons aux abords de décharges, d'usines d'incinérations, à proximité d'une route ou d'anciennes mines (SOUDJAY, 2014). Un champignon comestible peut devenir toxique suivant la contamination du sol dans lequel il pousse.
- Ne jamais récolter les champignons dans des sacs en plastique. Ces derniers favorisent la fermentation et la production de molécules très toxiques, la putrescine ou la cadavérine, ce qui augmente ainsi le risque de contamination des champignons. Il est préférable d'utiliser un panier rigide à fond plat en osier ou des cagettes pour le transport de la récolte (SOUDJAY, 2014).
- Ne pas mélanger des espèces toxiques et des espèces comestibles dans un même panier. Un risque de contamination par les spores ou par des fragments de champignons vénéneux existe (SOUDJAY, 2014). Il est conseillé de séparer les champignons récoltés par espèce.
- Eviter de ramasser les champignons que vous ne connaissez pas parfaitement : certains champignons vénéneux hautement toxiques ressemblent beaucoup aux espèces comestibles.
- Ne cueillir que des champignons en bon état (non mangés, non vermoulus) et relativement jeunes pour la consommation. En effet, il est recommandé de ne pas récolter des spécimens trop âgés, véreux, gorgés d'eau ou gelés afin d'éviter une éventuelle indigestion (SOUDJAY, 2014). Un vieux champignon comestible en décomposition peut devenir toxique. Attention avec les espèces trop jeunes qui pourraient être confondus avec d'autres espèces.
- Vieller à cueillir la totalité du champignon, sans oublier la base du stipe qui pourra servir à une identification plus précise de l'espèce (SOUDJAY, 2014).

⇒ ***Dans la cuisine et la consommation***

- Laver les mains après la récolte.
- Ne consommer que des espèces bien connues et bien identifiées (SOUDJAY, 2014).
- Consommer rapidement les champignons récoltés et les conserver au maximum 2 jours dans un endroit frais et aéré sans les entasser ou conserver dans un réfrigérateur (SOUDJAY, 2014).
- Cuir parfaitement les champignons récoltés afin d'éviter l'apparition de troubles digestifs dus à l'ingestion de champignons crus ou peu cuits (SOUDJAY, 2014) et d'éliminer les toxines thermolabiles.
- Ne proposer pas de champignons cueillis à de jeunes enfants.
- Eviter de faire des champignons le plat principal d'un repas (ROUX, 2008).
- Limiter les risques en mangeant des champignons sauvages en quantité raisonnable et ne pas manger plus de 150 g de champignons par jour et par personne (SOUDJAY, 2014).
- Déconseiller la consommation de champignons sauvages chez la femme enceinte et allaitante.
- Essayer d'être pointilleux sur la qualité de champignons à consommer et ne pas manger les champignons gâtés ou pourris.

PARTIE EXPERIMENTALE ET TECHNIQUE

I. CHAMPIGNONS SUPERIEURS DES PRINCIPALES FORMATIONS VEGETALES DU NORD DU MAROC

1. Introduction

La valorisation de la biodiversité de tous les êtres vivants, en particulier les végétaux doit impérativement débuté par l'étude des espèces, leurs identifications et leurs valeurs alimentaires et/ou médicinales, ainsi leur rôle dans l'environnement. Dans le cas de la mycoflore, la valorisation des champignons supérieurs au Maroc n'est pas encore bien étudiée, particulièrement au Nord du Maroc. Ce dernier, de part sa situation géographique entre l'océan Atlantique, la mer Méditerranéenne et Meseta Ouest et Moyen Atlas, du fait de la présence de nombreuses chaînes montagneuses, surtout rifain présente une grande diversité écologique.

La forêt est un milieu naturel où vivent la plupart des espèces des champignons supérieurs. En effet, elle constitue l'une des principales ressources naturelles au Nord du Maroc et au Maroc. La forêt couvre dans les régions du nord du Maroc près de 1.2 millions d'hectares soit du tiers de la superficie régionale, elle se concentre essentiellement dans la province de Chefchaouen et de Taza. Parmi les principales essences forestières répertoriées dans les régions du nord, l'on peut citer le chêne liège, le chêne vert, le chêne zen et tauzin, le thuya, l'alfa, le pin, le matorral, l'eucalyptus, l'acacia, le cèdre et le sapin (APDN, 2015).

Au nord du Maroc, comme dans toutes les régions du Maroc (exception la région de Kénitra-Rabat), les données sur les champignons supérieurs sont peu nombreuses, sporadiques et anciennes. Elles figurent essentiellement dans les deux ouvrages « Flore des champignons supérieurs du Maroc : Tome I (1970) et Tome II (1975) » publiées par les mycologues français G. Malençon et R. Bertault (MALENÇON, 1975 ; MALENÇON & BERTAULT, 1970), ces 2 ouvrages n'ont concerné qu'un seul ordre de Basidiomycètes : les Agaricales (847 espèces). D'autres travaux complémentaires ont été publiés par Bertault entre 1978 et 1979 sur les Russules, les Lactaires, les Bolets et les Amanites (HAIMED, 2007). Ainsi elle figurent dans quelques travaux des chercheurs marocaines appartiennent à l'université Ibn Tofail, Kénitra (AGUIL *et al.*, 2015 ; AIT AGUIL, 2005 ; EL-ASSFOURI *et al.*, 2014 ; HAIMED *et al.*, 2004 ; KHOLFY *et al.*, 2010 ; OUTCOUMIT *et al.*, 2010), et des chercheurs espagnoles (ALCANTARA *et al.*, 2018 ; DANIËLS *et al.*, 2016 ; ALCANTARA *et al.*, 2014).

Le premier grand objectif de cette thèse est de contribuer à la connaissance de la mycoflore (flore fongique) du Maroc, en particulier des principales formations végétales du Nord du Maroc, ainsi leurs écologies dans les zones d'études, généralement font partie des aires naturelles protégés. Ce travail consiste d'une part, d'identifier et donner une banque des données des champignons

supérieurs pour les chercheurs ultérieurement, d'autre part il offre de nouvelles voies d'études écologiques, chimiques, taxonomique que biotechnologique, vue la place que les champignons supérieurs occupent dans la biodiversité, leurs valeurs alimentaires et médicinales. Ainsi, ce travail a l'objectif de cultiver *in vitro* des champignons supérieurs sauvages pour avoir des mycéliums purs afin de les utiliser ultérieurement dans la production des carpophores et des métabolites actifs.

1. Materials et méthodes

1.1. Situation géographique des sites de récolte

Ce travail de la thèse a été accompli dans les régions du Nord du Maroc. Selon l'Agence pour la promotion et le développement du Nord (APDN) (établissement public créée en 1995), le Nord du Maroc a été regroupé deux régions : la région de Tanger-Tétouan et la région Taza-Al Hoceima-Taounate (APDN, 2011). Aujourd'hui et après le dernier découpage régional de 5 mars 2015, le Nord du Maroc incluent la région de Tanger-Tétouan-Al Hoceima et les provinces de Taounate et Taza qui appartiennent à la région de Fès – Meknès et la province de Guercif affilié à la région de l'Oriental. La région de Tanger-Tétouan-Al Hoceima est située à l'extrême nord-ouest du Maroc. Elle est limitée au nord par le détroit de Gibraltar et la mer Méditerranée, à l'Ouest par l'océan atlantique au sud-ouest par la région Rabat-Salé-Kénitra, au sud par la région Fès-Meknès, et à l'est par la région de l'Oriental. Les deux provinces Taounate et Taza sont situées au nord central du Maroc. La Province de Taounate est délimitée par les provinces d'Al Hoceima et Chefchaouen au nord, la province de Fès au sud, la province de Taza à l'est, la province de Sidi Kacem à l'ouest. La province de Taza est bordée du nord par la province d'Al Hoceima, au nord-est par la province de Driouch, à l'est par la province de Guercif au sud par celle de Boulmane et à l'ouest par la province de Taounate et celle de Sefrou (APDN, 2015). La province de Guercif a été créée en 2009 par démembrement de la province de Taza, elle est limitée au nord par les provinces de Nador et Driouch, à l'est par la province de Taourirt, à l'ouest par la province de Taza et au sud par la province de Boulemane (HCP, 2019) (Fig. 32).

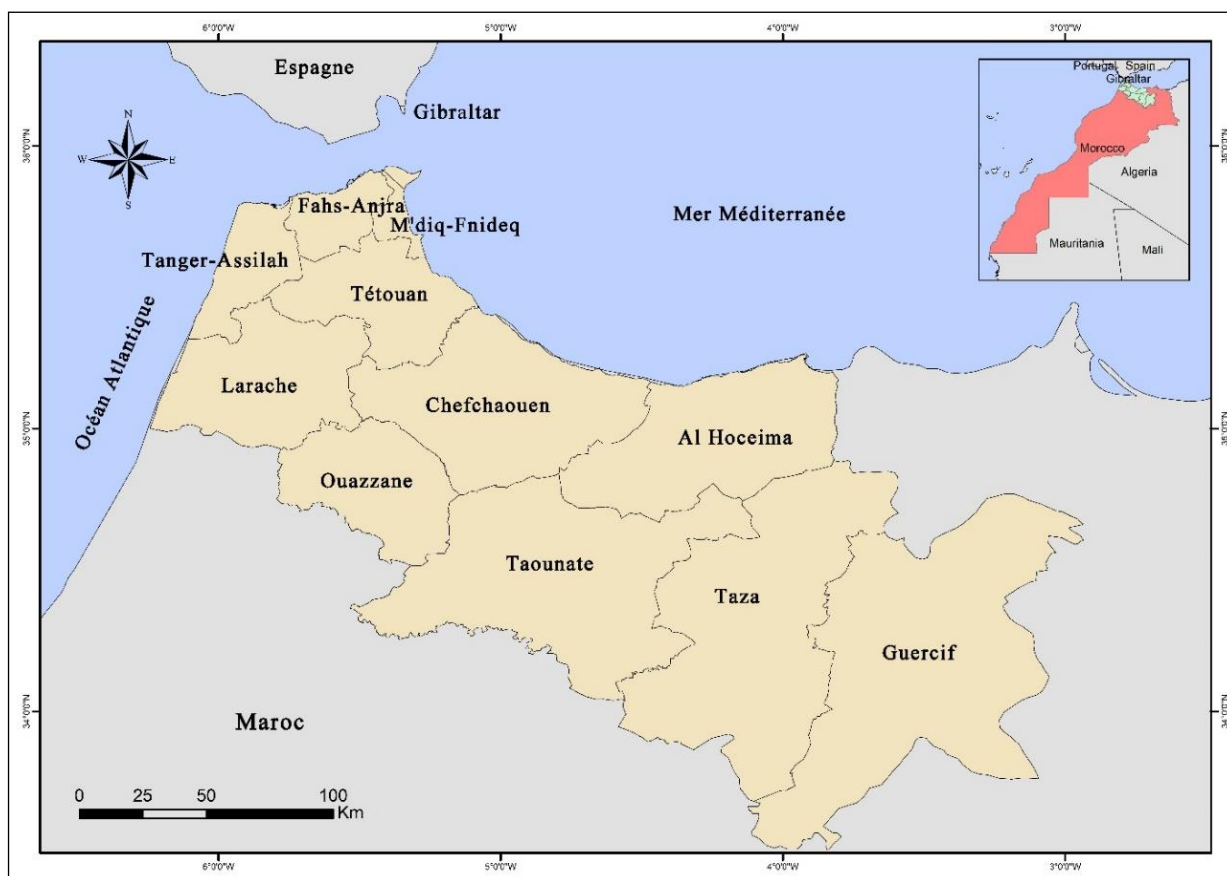


Fig. 32 : Carte de localisation des provinces du Nord du Maroc selon l'Agence du Nord (APDN) (APDN, 2015), ajustée.

Le Nord du Maroc couvre près de 35 973 km² soit près de 5% du territoire marocain et s'étendent sur 100 km de littoral atlantique et 294 km de côtes méditerranéennes. Cet espace se caractérise par une importance diversité géographique, géologique et environnementale. Il inclut tant des régions littorales, montagneuses (Rif et Moyen Atlas), des plaines relativement arrosées (Loukkos) que des plateaux semi-arides (Guercif). Il inclut de vastes espaces forestiers ainsi que trois parcs nationaux : Parc national de Talassemtane, Parc national de Tazekka, Parc national d'Al Hoceima, et le Parc naturel de Bouhachem, ainsi plusieurs sites d'intérêt biologique et écologique témoignant d'une riche biodiversité. Le Nord du Maroc déploie les forêts les plus vastes et les plus variées du Maghreb : Chênes lièges, cèdres, eucalyptus, cyprès, pins, sapins et thuyas sans oublier les nombreuses espèces de fruitiers telles que grenadiers, figuiers, vignes...qui croissent dans le climat méditerranéen (APDN, 2011).

Le Nord du Maroc est connu géographiquement sous le nom du Rif. L'espace Rifain est un espace montagneux et escarpé caractérisés par un substrat généralement de calcaire. Cet espace qui situe entre deux mers, la méditerranée et l'océan Atlantique, il bénéficie d'un bioclimat de type méditerranéen généralement humide et subhumide à influence océanique et d'une biogéographie bien plus européenne qu'africaine.

1.2. Délimitation des zones d'études.

Dans le cadre de l'évaluation de la biodiversité mycoflore des principales formations végétales du Nord du Maroc, notre étude a été menée dans les régions du Nord du Maroc, plus précisément, dans quatre provinces appartenant au pays Jbala (M'Diq-Fnideq, Tétouan, Chefchaouen et Taza) entre 27 décembre 2014 et 08 février 2018. Six zones d'études font partie du domaine rifain : SIBE de Koudiat Taifour – Plaine de Cabo Negro (zone A), Mallalienne (zone B), SIBE de Ben Karrich (zone C), Parc naturel de Bouhachem (zone D-JB (Jbel Bouhachem), zone D-DD (Derdara)), Parc national de Talassemtane (zone E) et Beni Foughal (zone F) (**Fig. 33**). Les zones C, D et E font partie du Réserve de biosphère intercontinentale de la Méditerranée (RBIM), reconnue par l'UNESCO. Les zones A à F appartiennent à la région Tanger-Tétouan-Al Hoceima, tandis que la zone F appartient à la région Fès-Meknès. Toutes les zones d'études appartiennent au pays de Jbala (littéralement montagnards). Le pays de Jbala, avec l'unité de la côte méditerranéenne, englobent les formations de végétation naturelle les plus intéressantes de la région : sapin, cèdre, chêne liège, chênes verts, pin des Canaries et quelques chênes rouvres partagent des zones écologiques et ont donc une grande importance environnementale (APDN, 2011). Toutes les cartes réalisées ont été faite avec le logiciel ArcGIS 10.2.2 (Ottawa, Ontario, Canada).

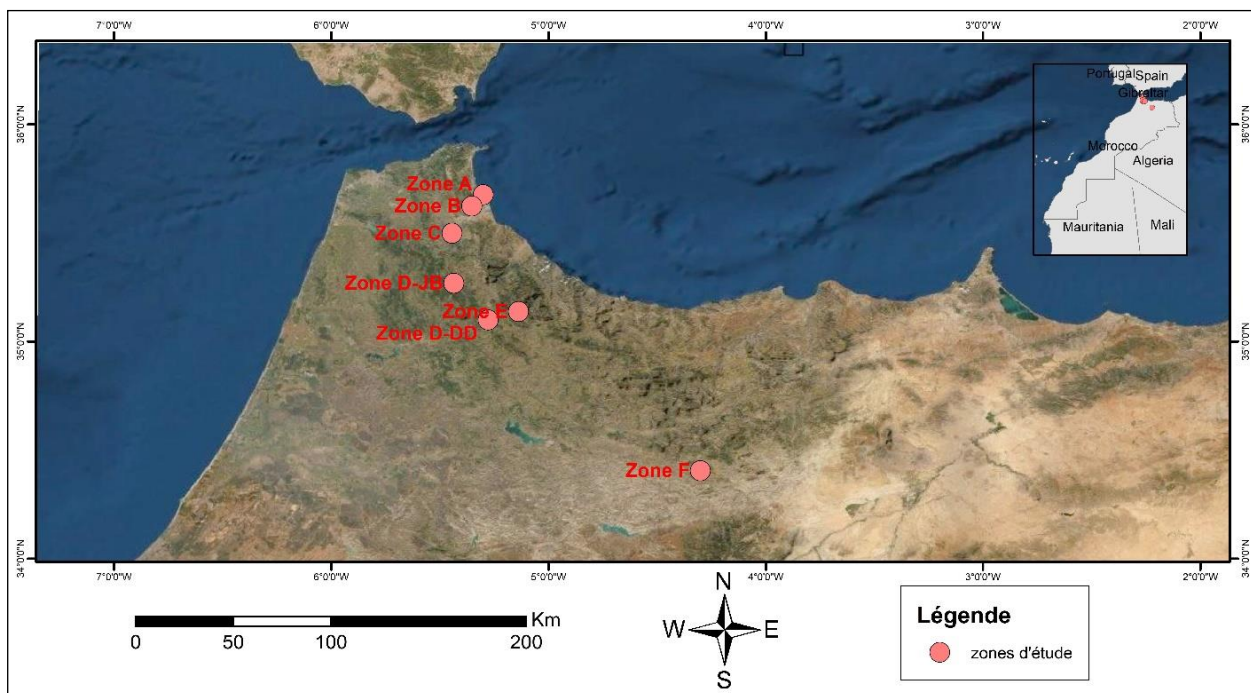


Fig. 33 : Cartographie de la localisation des zones d'études au Nord du Maroc.

1.2.1. Zone A : SIBE de Koudiat Taifour (SIBE-KT) - Plaine de Cabo Negro (P CN)

La zone d'étude A est inclut deux sites de récoltes, le SIBE de Koudiat Taifour et le plaine de Cabo Negro (Cap Noir). Cette zone appartient administrativement à la province de M'Diq-Fnideq, et comme on peut le voir sur la carte (**Fig. 34**), est délimitée au nord par la ville de M'Diq, au sud par Oued El Maleh (ville de Martil), à l'est par la mer Méditerranée et à l'ouest par la route qui relie la ville de Tétouan et M'Diq (commune de Mallalienne).

Le site du Koudiat Taifour est un espace forestier qui sépare la plaine de municipalité Martil et le littoral de municipalité M'Diq. Ce site a été classé dans l'étude nationale des aires protégées en 1995, comme Site d'Intérêt Biologique et Ecologique (SIBE) de priorité 3. Le SIBE de Koudiat Taifour est caractérisé par un substrat siliceux et une formation végétale subéraie dégradée et une couverture végétale diversifiée et abondante, dominée par un reboisement de pinède à *Pinus halepensis*, ainsi constituée de reboisement de *Eucalyptus camaldulensis*, d'Acaciaie et quelque pied de *P. pinaster* et des matorrals naturels dont le Lentisque, la Bruyère, les Cistes, le roseau de Mauritanie, l'oléastre, le Doum etc.

La plaine de Cabo Negro est caractérisée par la formation dégradée de la subéraie et reboisement de quelques pieds de pin d'Alep, d'acacia et d'*Eucalyptus*, et une végétation naturelle constituée de *Pistacia lentiscus*, *Cistus spp.* etc. Ce site est généralement d'un substrat schisteux et sableux.

La zone SIBE du Koudiat Taifour (SIBE-KT) et Plaine de Cabo Negro (Plaine de CN) est caractérisé par un bioclimat de type méditerranéen subhumide chaud à tempéré, une précipitation moyenne entre 600 et 900 mm/an et une température estivale de 30°C.

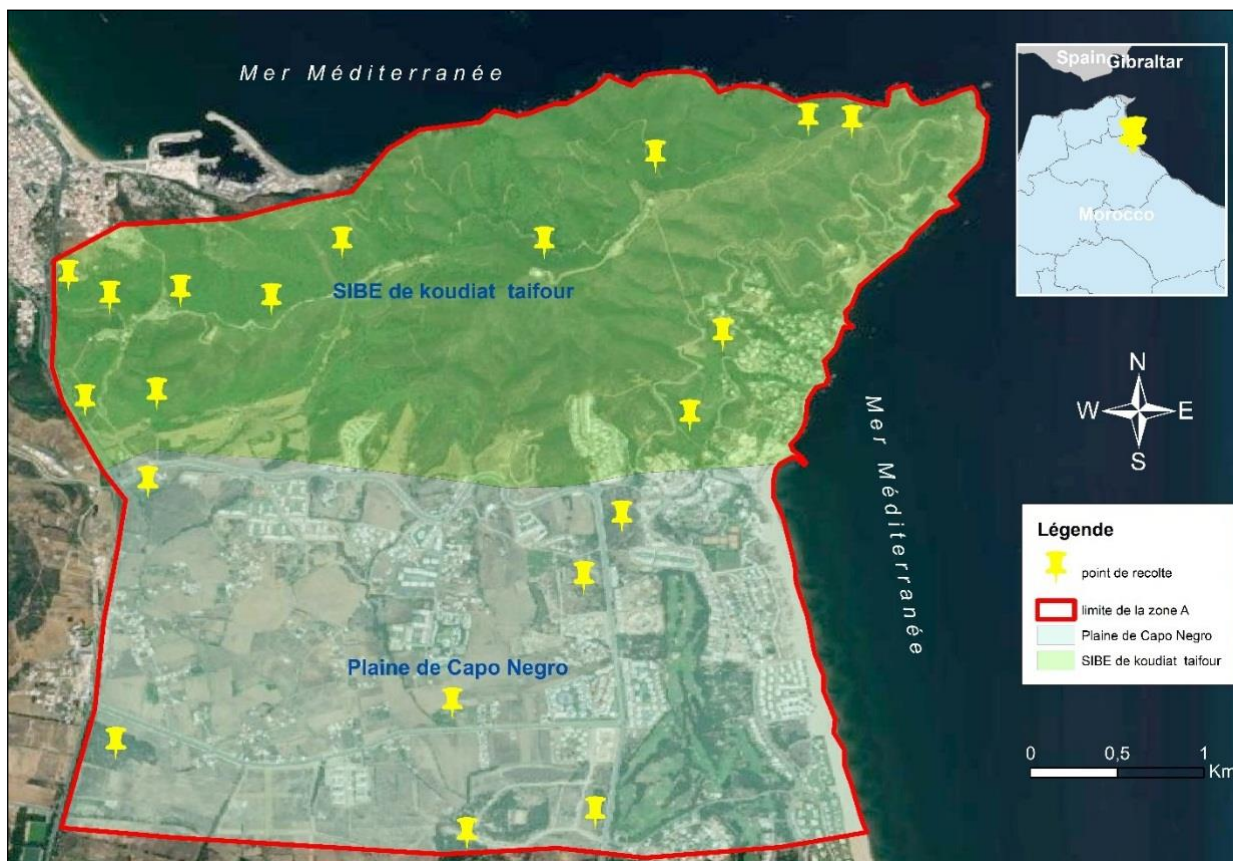


Fig. 34 : Cartographie de la zone d'étude A (SIBE-KT – Plaine de CN) et les points de récolte.

1.2.2. Zone B : Mallalienne

La zone d'étude B inclut les plateaux et les plaines de la commune rurale Mallalienne appartenant à la province de Tétouan. Cette zone fait partie de la Réserve de Biosphère Intercontinentale de la Méditerranée. Elle est délimitée au nord par la commune rurale d'Allyene et la ville de M'Diq appartenant à la préfecture M'Diq-Fnideq, au sud par la commune de Tétouan, à l'est par la commune de Martil et à l'ouest par la commune rurale de Saddina affiliée à la province de Tétouan (**Fig. 35**) (APDN, 2015). Le bioclimat de cette zone est de type méditerranéen humide, et les substrats siliceux et calcaires-dolomitiques.

La commune rurale de Mallalienne se distingue par son important couvert forestier d'une superficie atteint à 11 800 hectares (APDN, 2015). Elle est caractérisée par les formations végétales y a compris subéraie, cocciféraie et d'un reboisement de pinèdes à *Pinus halepensis* et *P. pinaster*. Dans les sites de récolte, la formation végétale dominée est de subéraie au niveau des plateaux et une subéraie dégradée avec la présence des quelques pieds de reboisement d'*Eucalyptus sp.*, au niveau des plaines de la commune vers la commune de M'Diq.

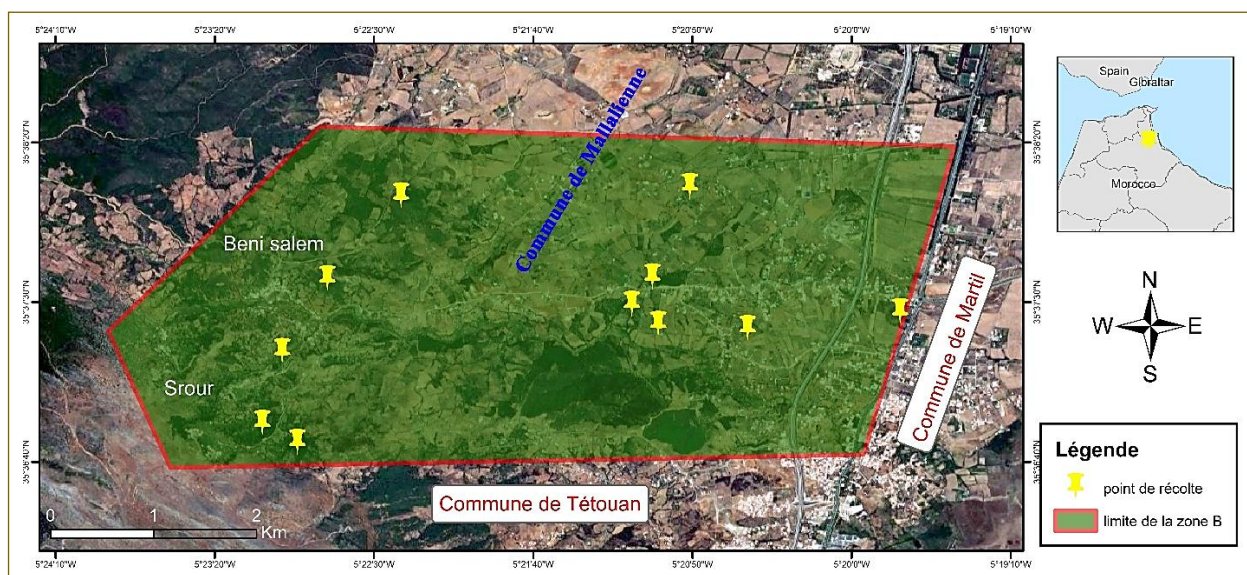


Fig. 35 : Cartographie de la zone d'étude B (Mallalienne) et les points de récolte.

1.2.3. Zone C : SIBE de Ben Karrich (SIBE-BK)

La zone d'étude C appartient administrativement à la commune rurale de Dar Ben Karrich de la province de Tétouan. Le site forestier de Ben Karrich est classé comme un espace des aires naturelles protégées (SIBE) en 1995, de priorité 3 (**Fig. 36**). Il fait partie du Réserve de biosphère intercontinentale de la Méditerranée. La commune rurale Dar Ben Karrich est délimitée au nord par la commune urbaine de Tétouan, à l'est par la commune rurale de Zaitoune, à l'ouest par la commune rurale de Sahtryine et au sud par la commune rurale de Zinat (APDN, 2015).

Le SIBE de Ben Karrich est un espace naturel d'une surface de plus de 22 100 hectares, caractérisé par des formations arbustives de tétraclinaie, de cocciféraie et le reboisement de pinède à *Pinus halepensis* sur un substrat calcaire et siliceux. Ce SIBE conçoit un paysage typique de la basse montagne rifaine avec un bioclimat subhumide à hiver chaud.

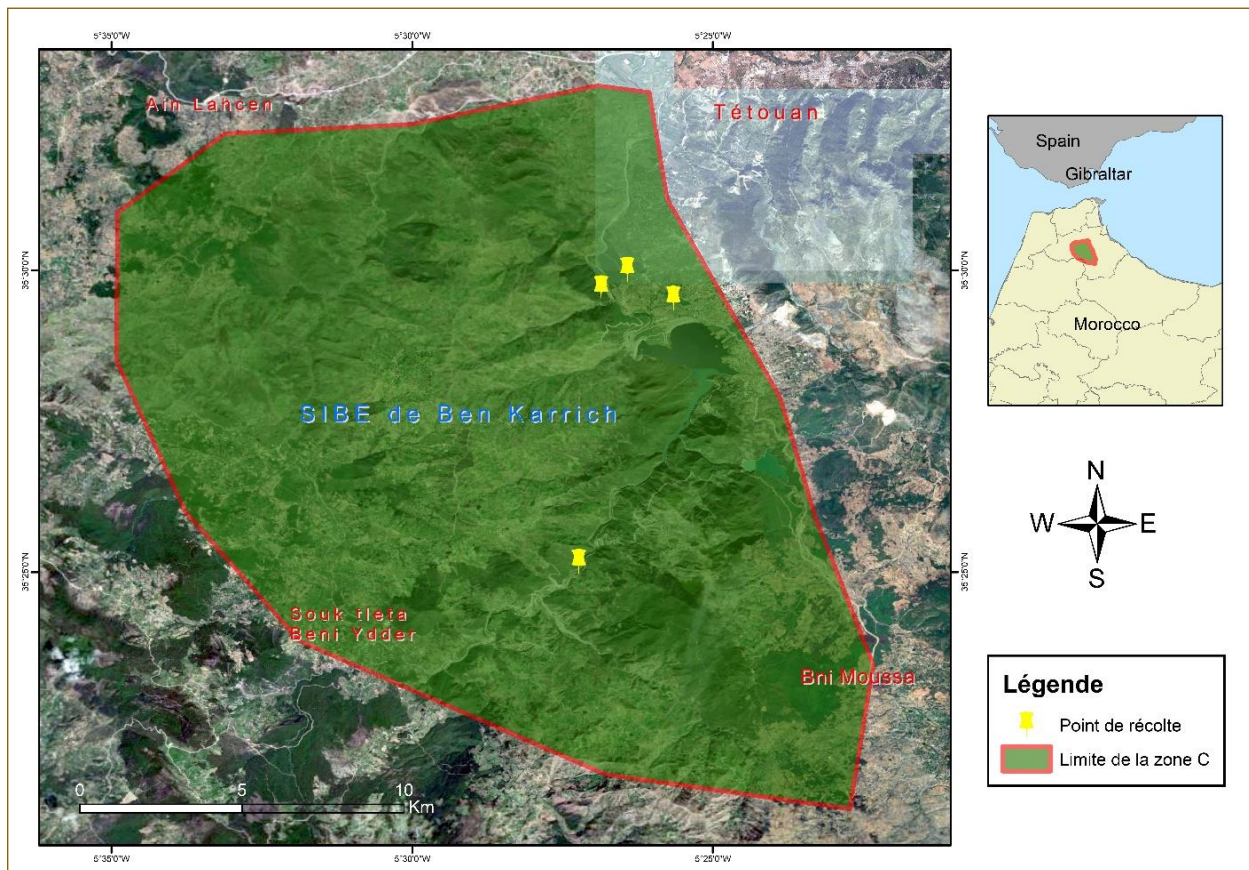


Fig. 36 : Cartographie de la zone d'étude C (SIBE de Ben Karrich) et les points de récolte.

1.2.4. Zone D : Parc Naturel de Bouhachem (PNB) - Derdara et SIBE de Jbel Bouhachem

La zone d'étude D regroupe deux sites de récoltes, le site de Derdara et le SIBE de Jbel Bouhachem. Ces deux sites appartiennent au Parc Naturel de Bouhachem créée en 2002, et font partie de la Réserve de Biosphère Intercontinentale de la Méditerranée (RBIM).

Le Parc Naturel de Bouhachem (PNB) se situe à l'intersection des provinces de Tétouan, Larache et Chefchaouen. Six communes rurales : Tazrout (Beni Aarouss, province de Larache), Beni Leït et Al Ouad (Beni Hassan, Province de Tétouan) et Dardara, Laghdir et Tanakob (Akhmass, Province de Chefchaouen) sont incluses en totalités ou partie dans la zone de PNB (Fig. 37) (DAGNINO, 2007). Le bioclimat régnant dans le parc est de type méditerranéen humide. En fait, le massif forestier de Bouhachem se caractérise généralement par un milieu montagnard appartenant à la chaîne numidienne de grès avec à la base des flyschs marno gréseux très sensibles à l'érosion. Le parc il est considéré parmi les zones plus arrosées du Maroc et présente des conditions écologiques très favorables aux essences forestières telles que le chêne zéen et le chêne-liège (DAGNINO, 2007).

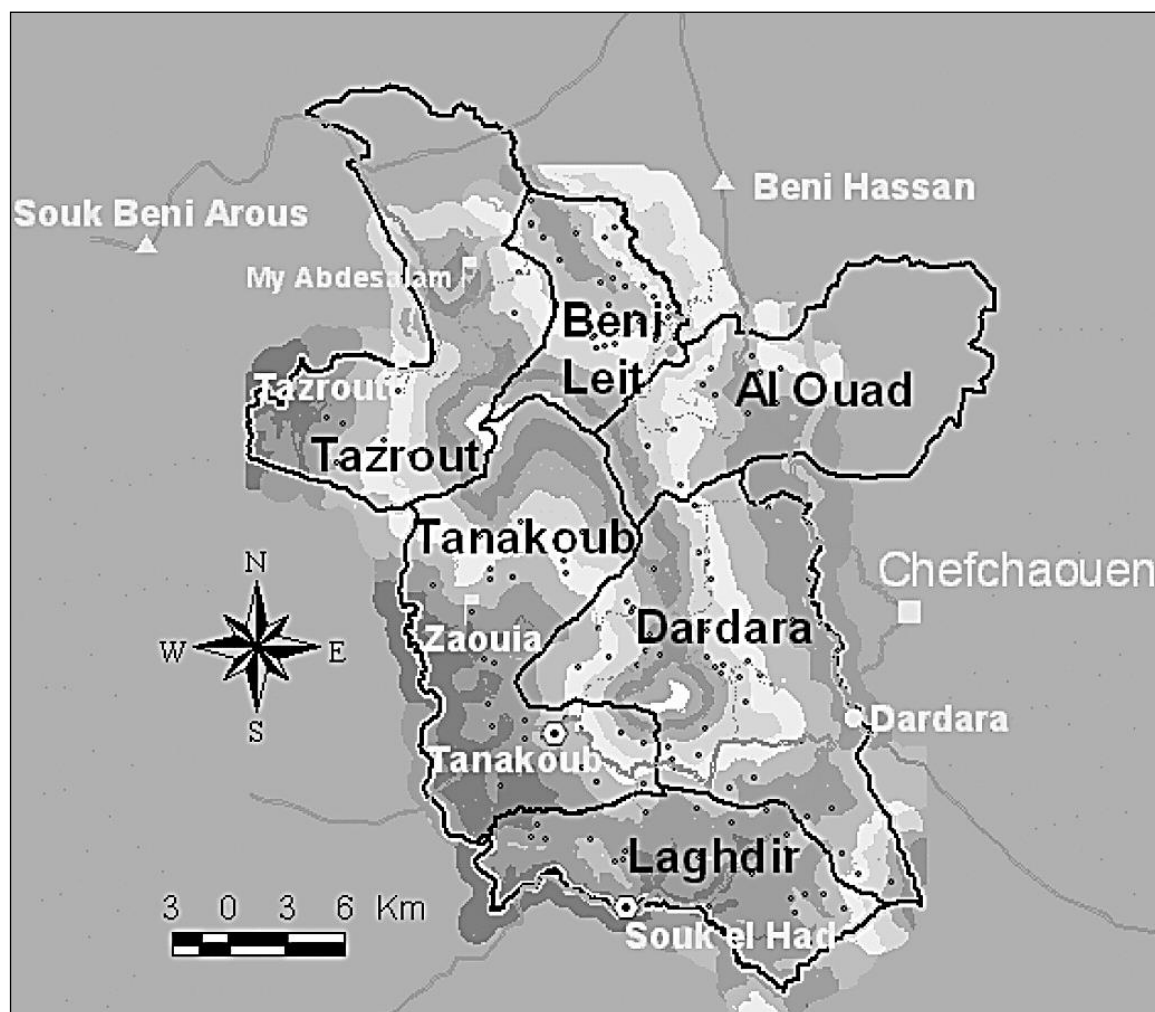


Fig. 37 : Le périmètre du Parc et les six communes couvertes par celui-ci (DAGNINO, 2007).

Le Jbel Bouhachem (montagne de Bouhachem) constitue un patrimoine naturel riche. Il a été identifié comme un Site d'intérêt biologique et écologique (SIBE) de priorité 1, en 1995, lors de l'inventaire sur les aires naturelles à protéger au Maroc du ministère des Eaux et Forêts. D'une superficie de 8 000 ha, ce SIBE en forme de vaste demi-cercle représente le cœur du Parc Naturel de Bouhachem (DAGNINO, 2007). La forte pluviométrie (2000 mm) y a permis le développement d'une biodiversité forestière parmi les plus belles du Maroc, à biodiversité floristique élevée : zénaie (*Quercus faginea*), tauzaie (*Quercus Pyrenaica*), subéraie (*Quercus suber*), pinède (*Pinus pinaster ssp maghrebiana*), cédraie (*Cedrus atlantica*) (DAGNINO, 2007), sans oublier la présence d'un grand nombre de tourbière à l'intérieur du SIBE (**Fig. 38**).

Le site de récolte Dardara appartient à la commune rurale Dardara de la province de Chefchaouen. Ce site se trouve dans l'espace forestier du point de rencontre entre les deux routes nationales reliant le nord et le centre de la Royaume (No. 13) et son nord-ouest à son nord-est (No. 2) (**Fig. 38**). L'espace forestier Dardara est caractérisé par la domination de la formation végétale subéraie.

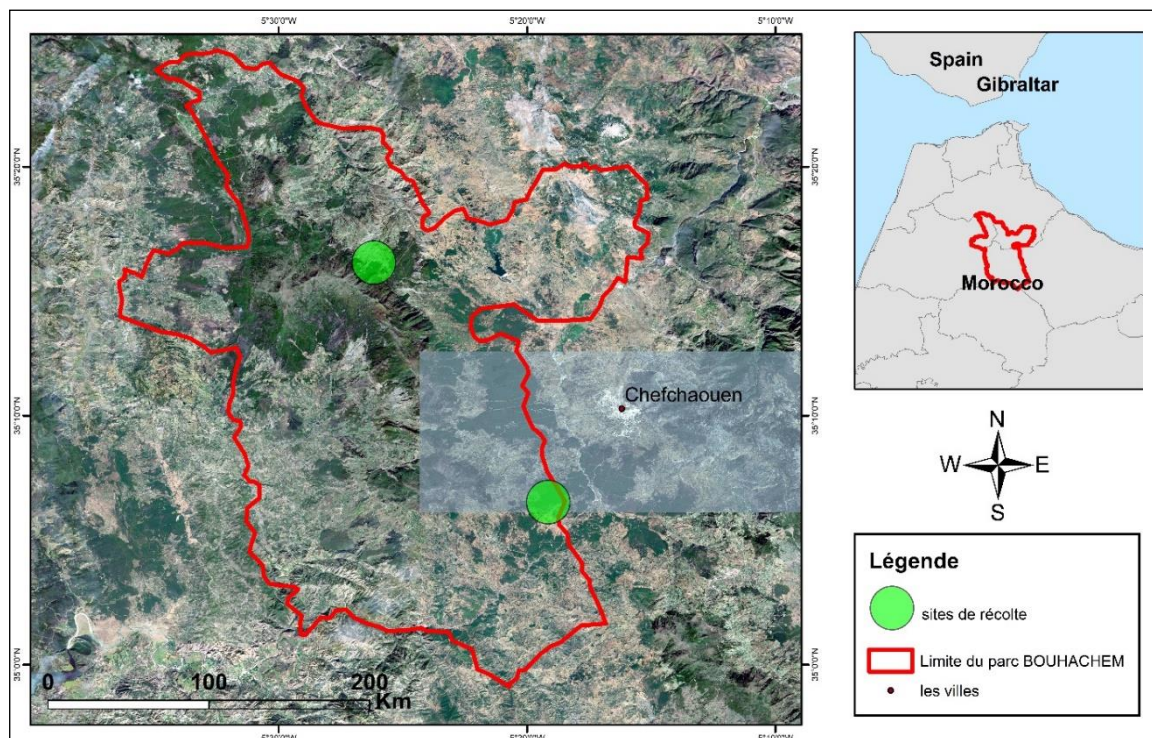


Fig. 38 : Cartographie de la zone d'étude D (PNB) et deux sites de récolte, SIBE de Bouhachem et le site Dardara.

1.2.5. Zone E : Parc National de Talassemtane – Bab Taza (PNTLS-BT)

Le zone de récolte E fait partie du Parc National de Talassemtane (PNTLS), commencée par l'entrée du parc à Bab Taza jusqu'à la Plaza España, le sommet du parc (**Fig. 39**). Cette zone fait partie de la Réserve de Biosphère Transcontinentale de la Méditerranée (Maroc - Espagne) (ECEID & UICN, 2012).

Le parc national de Talassemtane (PNTLS) est un espace de l'aire protégée, créée en octobre 2004, situé dans la portion orientale de la Dorsale calcaire du Rif. Le parc chevauche les deux provinces de Chefchaouen (80% de son superficie) et Tétouan (20%) (DEF, 2019b ; ECEID & UICN, 2012), il est limité au nord par Oued Tissikiste et les douars de Amarhousse, Arhiniâme et Souk El Had, à l'est par Oued Kanar et les douars de Assimrane et Assifane, au sud par la piste reliant Assifane à la route principale 39 qu'elle va suivre jusqu'à Bab Taza et à l'ouest par les douars Béni Zid, Aïn Tissimlane, Tarhzoute, Jbel Sidi Salah et Tamalout (AAFI, 1995) (**Fig. 39**). Le PNTLS englobe sur une superficie de 58.950 ha, un territoire très original qui s'individualise par sa biodiversité et ses paysages remarquables. Avec son relief très accidenté caractérisant les montagnes rifaines, le Parc National de Talassemtane offre des paysages naturels de grande valeur patrimoniale à l'échelle de la méditerranée. Il abrite un grand nombre d'espèces végétales remarquables : le sapin du Maroc, espèce endémique, mais aussi le cèdre de l'Atlas et le pin noir. La Sapinière y constitue la forêt la plus originale, elle est la dernière témoin d'un écosystème unique sur le plan mondial et aujourd'hui menacé de disparition (DEF, 2019b ; ECEID & UICN, 2012).

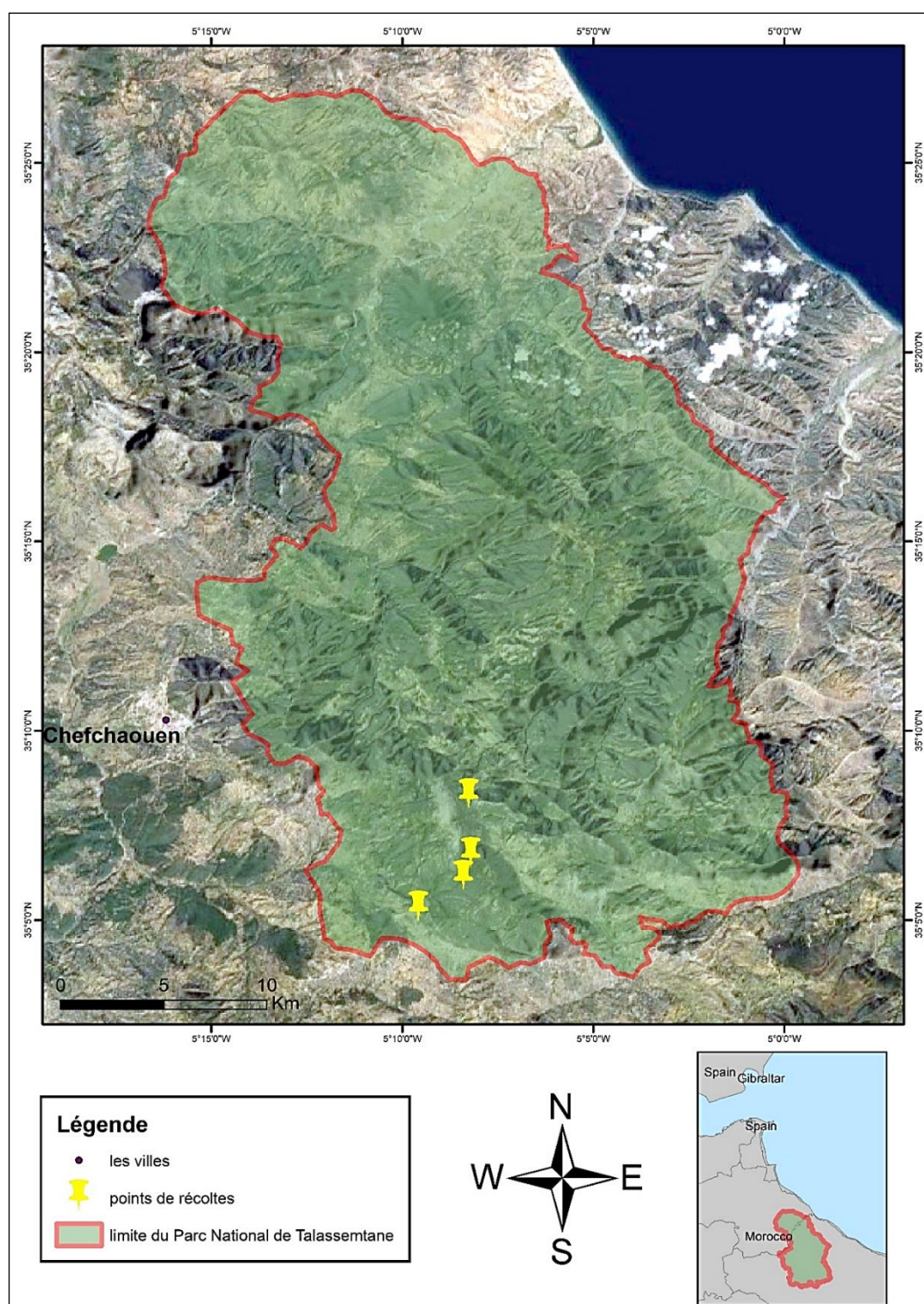


Fig. 39 : Cartographie de la zone d'étude E (PNTLS-Bab Taza) et le secteur de récolte (ECEID & UICN, 2012).

Le territoire de la zone de récolte de l'entrée du parc à Bab Taza jusqu'à le sommet (PNTLS-BT) correspond à la portion méridionale du domaine de la chaîne rifaine, qui comprend la dorsale calcaire et la zone de paléozoïque (substrat siliceux, formé par des schistes). Cette zone de récolte est caractérisée par trois types d'étages de végétations (ECEID & UICN, 2012) :

- **Mésoméditerranéen** (1000 à 1400 m) : caractérisé par un type de bioclimat humide ou localement perhumide frais et des formations potentielles à *Quercus rotundifolia*, *Q. faginea* et très localement *Q. suber* sur substrat siliceux.
- **Supra méditerranéen** (1400 à 1800m) de type de bioclimat perhumide froid et des formations potentielles à *Abies maroccana*, *Cedrus atlantica*, *Quercus rotundifolia* et *Quercus faginea*.
- **Montagnard méditerranéen** (au-dessus de 1800m jusqu'au sommet culminant du Parc) : est un étage de bioclimat de type perhumide très froid et des formations potentielles à *Abies maroccana* et *Cedrus atlantica*.

1.2.6. Zone F : Beni Foughal, Rbaa El Fouki

La zone d'étude F se trouve dans le Douar Beni Foughal qui appartient à la commune rurale de Rbaa El Fouki de la province de Taza (**Fig. 40**). La commune rurale Rbaa El Fouki est limitée au nord par la commune rurale de Brarha, à l'est par la commune rurale de Msila, à l'ouest par la commune rurale de Beni Frassen et au sud par les communes d'Oulad Zbair et Beni Lent.

La zone Beni Foughal est située géographiquement dans le domaine pré-rifain. Elle est d'un type de bioclimat méditerranéen subhumide à humide. Le substrat de Beni Foughal se caractérise par la présence d'argile, de schiste, de calcaire et de sols marneux. L'espace forestier de Beni Foughal est caractérisé par la présence des formations végétales arborées à la base de subéraie, cocciféraie, chânaie verte qui sont à l'état de dégradation et les remplacées par le reboisement des pinèdes.

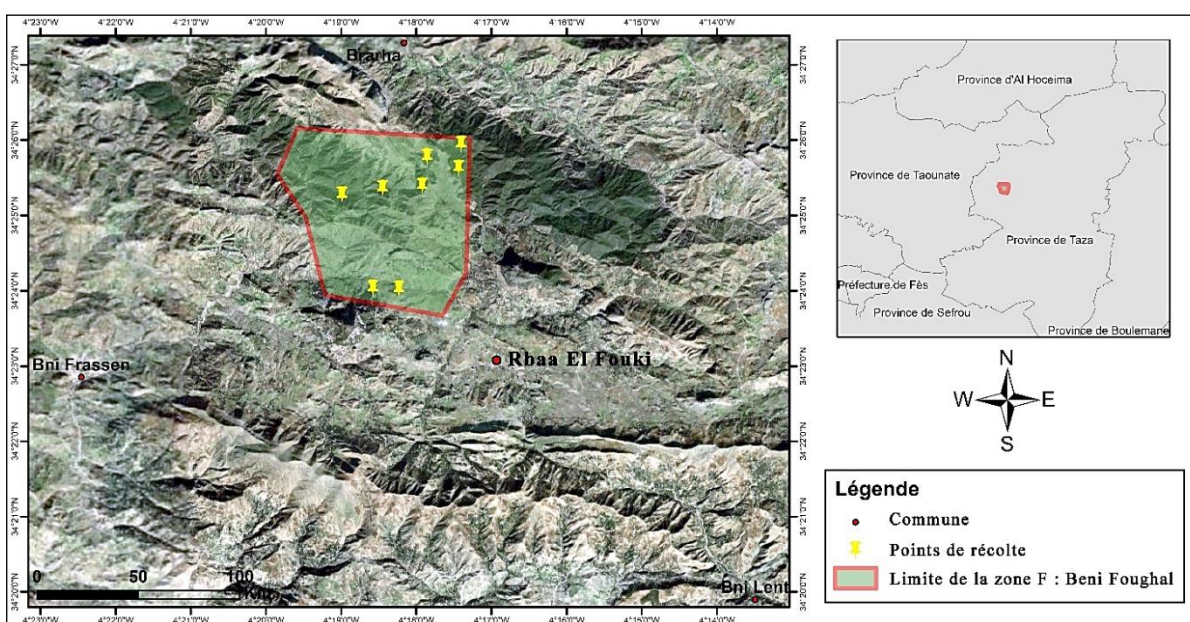


Fig. 40 : Cartographie de la zone d'étude F (Beni Foughal) et les points de récolte.

1.3. Sortie et récolte des champignons supérieurs.

Dans cette étude, environ 20 sorties de récolte ont été fait déroulant au cours des périodes de 27 décembre 2014 à 08 février 2018, soit environ 3 années. Les sorties ont été effectués pendant les saisons des pluies, généralement après de 3 à quelques jours de la pluie, car la fructification chez les champignons supérieurs est en fonction de temps humide.

Dans chaque sortie, une fois le champignon ou un groupe de champignons localisé, l'on note tous les paramètres physico-chimiques, géographiques et écologiques du lieu de récolte et on procède à la prise de photographies, de toutes les parties des carpophores dans leurs état avant et après les avoir ramassés afin de nous aider à identifier ultérieurement les espèces récoltées. La récolte des champignons supérieurs a été réalisée soigneusement à partir d'un prélèvement des individus en entiers, prenant en considération les différents stades de développement. Les prélèvements ont été fait soit en arrachant le mycélium et/ou la partie souterraine du carpophore, soit en utilisant un couteau, pour préserver le mycélium dans le sol, pour la repousse des individus.

Une fois le champignon prélevé de son milieu naturel, il est étiqueté avec un numéro de référence et mis séparément dans un panier en plastique ou dans un pot en verre pour éviter toutes sortes de dégradation ou de réactions avec les autres espèces. Les espèces à cultiver *in vitro* ou à analyser ont été mises séparément dans des pots en verre stériles pour éviter leurs contaminations.

1.4. Identification de champignons supérieurs récoltés

A la fin de chaque sortie effectuée, les champignons récoltés sont transférés directement au laboratoire BEDD de l'Ecole Normale Supérieure de Tétouan (ENS) et sont mises dans une chambre froide ou un réfrigérateur pour les maintenir en bon état, jusqu'à leurs identifications (**Fig. 41**). L'identification de chaque spécimen récolté a passé par quatre étapes à savoir (**Fig. 42**) : observations *in situ*, observations macroscopiques de carpophore, observations microscopiques de carpophore et utilisation des clés de détermination.

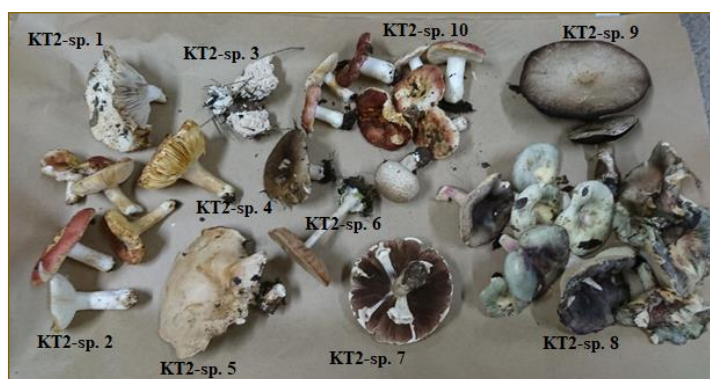


Fig. 41 : Photo illustrant des espèces de champignons supérieurs récoltées et référencées de la zone de Koudiat Taifour (KT).

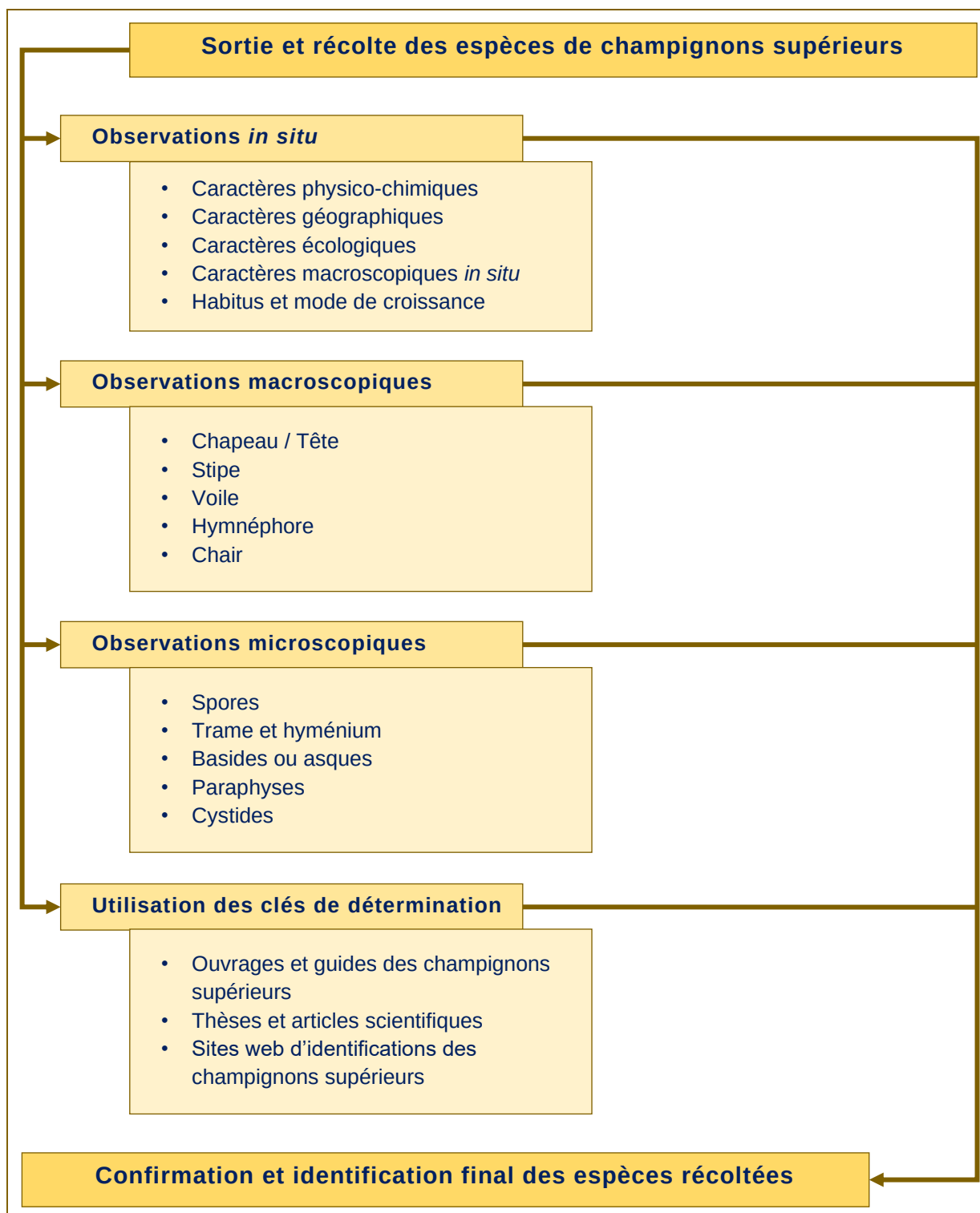


Fig. 42 : Présentation schématique des étapes de l'identification d'un champignon supérieur.

1.4.1. Observations *in situ*

Les observations *in situ* se font au terrain de récolte par noter les différentes caractérisations de milieu de récolte, tels que le type bioclimat, le type de substrat ou support, la formation végétale dominante, la plante hôte s'il existe, l'altitude de lieu de récolte, habitus et mode de croissance des espèces retrouvés ... etc. Ainsi, certains caractères macroscopiques sont immédiatement notés

comme la couleur, le diamètre du chapeau/tête et le pied, présence ou absence d'anneau ou de volve, l'odeur, etc. (**Fig. 43**).



Fig. 43 : Photo montrant quelques caractéristiques dégagées de carpophore *in situ*.

1.4.2. Observations macroscopiques

Les observations macroscopiques se font *in situ* et au laboratoire par établir une description détaillée de chaque espèce : diamètre du chapeau et de la stipe, longueur de la stipe, formes-aspects-couleur des différentes parties et surtout de l'hyménium et des sporées (**Fig. 44**).



Fig. 44 : Photo illustrant des mesures de diamètre et de longueur (chapeau, stipe) d'un champignon récolté.

1.4.3. Observations microscopiques

L'observation microscopique d'un champignon supérieur a été réalisée à l'aide d'un fragment fine (de 5 à 10µm) de l'hyménium, de la cuticule, de la chair et du pied prélevé avec une lame fine. Ce fragment a été ensuite mis entre lame et lamelle avec un diluant généralement lactophénol, bleu coton ou eau distillée.

Les examens microscopiques des carpophores ont été faits aux différents grossissements 10, 40 et 100, à l'aide d'un microscope optique avec caméra. Les observations microscopiques d'un champignon supérieur ont été faites au niveau des asques, des basides, des spores, des paraphyses, des cystides, de trame et d'hyménium avec prise de photos à chaque étape.

1.4.4. Confirmation et identification final d'espèce récoltée

La confirmation, la description et l'identification d'un champignon supérieur récolté ont été basées sur la combinaison de tous les caractères morphologiques d'espèce avec l'utilisation des clés de déterminations. Ces clés de détermination sont généralement des ouvrages, des guides, des travaux de thèses, des articles scientifiques et des sites web spécialisés en champignons supérieurs. Parmi ces clés utilisés on peut citer quatre ouvrages à savoir « Flore des champignons supérieurs du Maroc : Tome I et II » (MALENÇON, 1975 ; MALENÇON & BERTAULT, 1970), « Les champignons de France - guide encyclopédique » (REGIS, 1994), « Hongos. Manual de Identificación » (LAESSOE, 2000) et divers sites internet cités ci-dessous gérés par des mycologues :

- ✓ <http://quiahongosnavarra1garciabona.blogspot.com/>
- ✓ <https://www.mycodb.fr/>
- ✓ <http://www.mushroomexpert.com/>
- ✓ <https://www.mykoweb.com/>
- ✓ <https://www.first-nature.com/fungi/~id-guide.php>
- ✓ <https://www.mycoquebec.org/bienvenue.php>
- ✓ <http://boletales.com/>
- ✓ <https://fungi.fr/>
- ✓ <https://champyves.pagesperso-orange.fr/>

1.5. Culture *in vitro* de quelques espèces des champignons supérieurs récoltés

Les champignons supérieurs à cultiver *in vitro* ont été soigneusement collectés et placés séparément dans des pots en verre stériles afin d'éviter toutes sortes de contamination et puis leurs transférés directement au laboratoire. Ces espèces ont servi comme matériel biologique de départ. Les carpophores ont été abondamment lavés à l'eau distillée et puis désinfectés par l'alcool 96%.

La culture *in vitro* a été lancée à partir soit de tissu de carpophores soit de suspensions des basidiospores. Dans le premier cas, l'isolement du champignon a été réalisé par prélèvement effectués sur des zones internes de carpophores jaunes et frais. Sous l'hôte et dans les conditions bien stérilisées, le carpophore a été coupé en deux et des tissus internes de 0.5 cm de diamètre ont été prélevés à l'aide d'un emporte-pièce puis déposés sur milieu de culture. Ces tissus ont servi

comme points de départ d'isolement et de culture fongiques. Des repiquages des cultures ainsi obtenus ont été réalisés par la suite jusqu'à obtenir des mycéliums purs et prêts à conserver.

L'incubation a été conduite à l'obscurité dans une étuve portée à 25°C. Deux milieux de culture ont été utilisés, La gélose dextrose à la pomme de terre "PDA" (Potato Dextrose Agar) et La gélose à l'extrait de malt "MEA" (Malt Extract Agar).

Les différents milieux ont été solidifiés par addition de 20g d'agar agar par litre du milieu. Ils ont été, également, stérilisés par autoclavage à 120° pendant 20 min. Les cultures ont été, ensuite, conduites à $25 \pm 2^\circ\text{C}$, dans des boîtes de pétri contenant l'un de nos milieux gélosés. La croissance mycélienne a été déterminée par le suivi de l'évolution des diamètres des cultures obtenues.

Dans le cas des suspensions sporales, ces dernières ont été obtenues stérilement par l'agitation des morceaux des lames d'un carpophores mûrs et claires dans l'eau distillés stériles. Un volume de 10 µl contenant les basidiospores a servi dans l'ensemencement des milieux de cultures utilisés.

2. Résultats et discussion

2.1. Champignons supérieurs récoltés au Nord du Maroc

Dans les vingt sorties effectuées aux six zones d'études du Nord du Maroc durant la période allant de 27 décembre 2014 au 08 février 2018, au moins 240 espèces de champignons supérieures ont été récoltées et identifiées. Cinq espèces n'ont pas été identifiées (détermination uniquement du genre) et vingt-sept espèces ont besoin de confirmation (espèces avec l'abréviation *aff.* ou *cf.*).

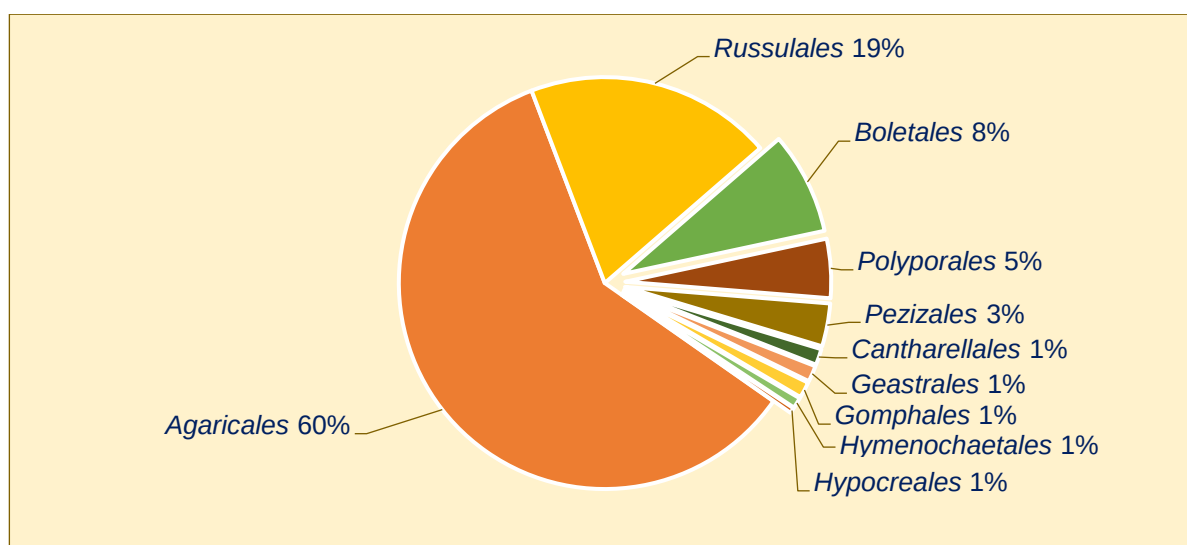
L'évaluation biométrique a montré que 231 espèces identifiées appartiennent à l'embranchement des *Basidiomycota* et classe des *Agaricomycètes*, tandis que les neuf spécimens appartiennent à l'embranchement des *Ascomycota*, dont huit champignons de la classe des *Péizomycètes* et une espèce de la classe des *Sordariomycètes* (**Tabl. 16**). Ce tableau regroupe toutes les espèces récoltées et identifiées dans les principales formations végétales du Nord du Maroc.

Tabl. 16 : Nombres des champignons supérieurs récoltés dans le Nord du Maroc selon leurs ordres, classes et embranchements.

Embranchements	Classes	Ordres	Nombre total des espèces
<i>Ascomycota</i>	<i>Pézizomycètes</i>	<i>Pezizales</i>	8
	<i>Sordariomycètes</i>	<i>Hypocreales</i>	1
<i>Basidiomycota</i>	<i>Agaricomycètes</i>	<i>Agaricales</i>	144
		<i>Boletales</i>	19
		<i>Cantharellales</i>	3
		<i>Geastrales</i>	3
		<i>Gomphales</i>	3
		<i>Hymenochaetales</i>	2
		<i>Polyporales</i>	11
		<i>Russulales</i>	47
Total	3	10	240

2.1.1. Ordres de Champignons supérieurs récoltés

Les champignons supérieurs récoltés sont représentés dans huit ordres nommés, *Agaricales*, *Boletales*, *Cantharellales*, *Geastrales*, *Gomphales*, *Hymenochaetales*, *Polyporales* et *Russulales* de l'embranchement *Basidiomycota*. Les deux autres ordres, *Pézizales* et *Hypocreales* sont classés dans l'embranchement d'*Ascomycotina* (**Tabl. 16**). D'un point de vue taxonomique, les *Agaricales* contribuent pour 60% de cette richesse fongique, bien loin devant les *Russulales* (19 %), les *Boletales* (8%) et les *Polyporales* (5%) (**Fig. 45**). Les 144 espèces identifiées d'ordre des *Agaricales* sont réparties dans 21 familles : *Agaricaceae*, *Amanitaceae*, *Bolbitiaceae*, *Cortinariaceae*, *Entolomataceae*, *Hydnangiaceae*, *Hygrophoraceae*, *Hymenogastraceae*, *Inocybaceae*, *Lycoperdaceae*, *Lyophyllaceae*, *Mycenaceae*, *Omphalotaceae*, *Physalacriaceae*, *Pleurotaceae*, *Pluteaceae*, *Psathyrellaceae*, *Schizophyllaceae*, *Strophariaceae*, *Tricholomataceae* et *Tubariaceae* (**Fig. 46**).

**Fig. 45** : Répartition des ordres de champignons supérieurs récoltés au Nord du Maroc.

2.1.2. Familles de champignons supérieurs récoltés

L'évaluation des champignons récoltés en fonction des familles nous a permis de noter la présence de quarante-deux familles dominées par *Russulaceae* avec 43 espèces (18%), *Agaricaceae* avec 30 espèces (13%), *Tricholomataceae* avec 21 espèces (9%) et *Cortinariaceae* avec 19 espèces (8%) (**Fig. 46**). La famille des *Russulaceae* constitue trois genres à savoir les *Lactarius* avec dix-huit espèces, les *Lactifluus* avec trois espèces et les *Russula* avec vingt-trois espèces. Pour la famille des *Agaricaceae*, elle regroupe six genres nommés *Agaricus* (18 espèces), *Chlorophyllum* (2 espèces), *Coprinus* (une espèce), *Lepiota* (3 espèces), *Leucoagaricus* (2 espèces) et *Macrolepiota* (4 espèces). La **Fig. 46** présente les pourcentages des familles qui contiennent plus de trois espèces (1%). *Tricholomataceae* est la famille la plus diversifiée au niveau de genres (9), tandis que la famille des *Cortinariaceae* est la moins diversifiée avec un seul genre sous le nom de *Cortinarius*.

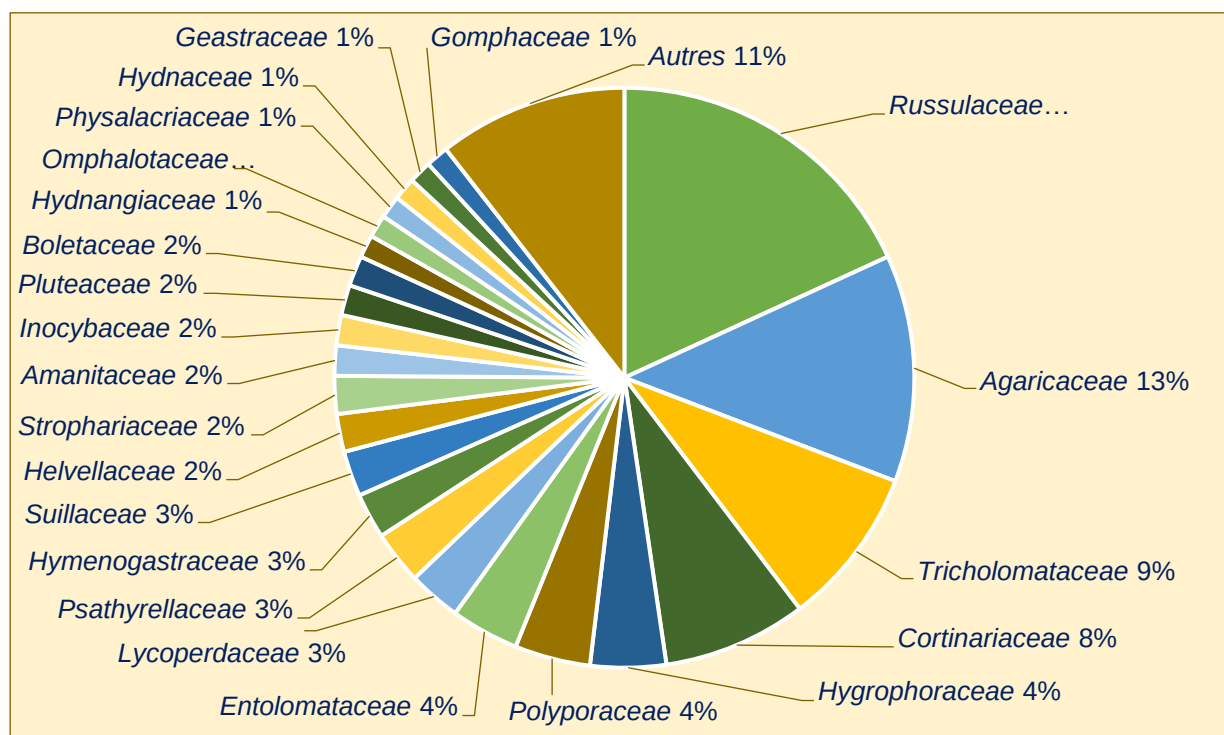


Fig. 46 : Répartition des familles de champignons supérieurs récoltés au Nord du Maroc.

2.1.3. Genres de champignons supérieurs récoltés

La **Figure 47** montre la répartition des genres de champignons supérieurs récoltés au Nord du Maroc. Au total de 86 genres recensés, soit 15 genres contribuent en 55% de la diversité fongiques et les 45% sont représentés par 71 genres. Parmi ces genres recensés, les genres *Russula* (23 espèces = 10%), *Cortinarius* (19 espèces = 8%), *Agaricus* (18 espèces = 8%), et *Lactarius* (17 espèces = 7%) sont les plus riches en espèce (**Fig. 47**).

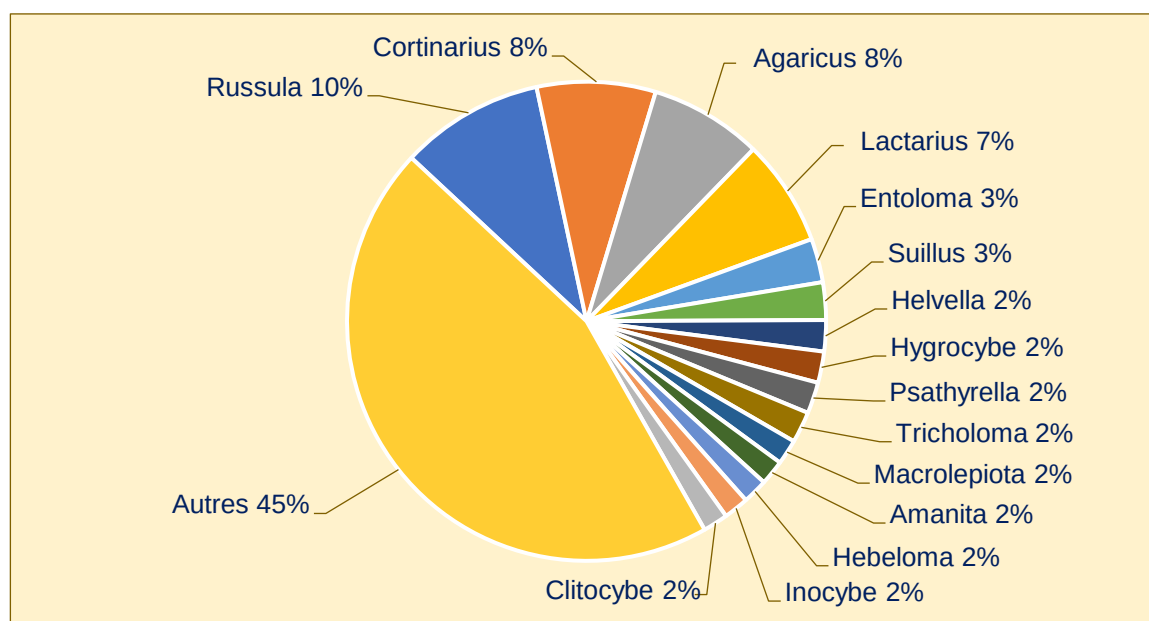


Fig. 47 : Répartition des genres de champignons supérieurs récoltés au Nord du Maroc.

2.1.4. Liste des espèces de champignons supérieurs récoltés au Nord du Maroc

Les vingt sorties effectuées durant la période d'étude d'environ 3 années (2015-2018) aux régions du Nord du Maroc ont abouti à recenser environ 240 espèces des champignons supérieurs, appartiennent aux trois types de modes de vie et réparties sur deux embranchements, trois classes, dix ordres, quarante-deux familles et quatre-vingt-six genres (**Tabl. 17**). Toutes espèces fongiques récoltés sont regroupées dans le **Tableau 17**, avec leurs modes de vie, leurs intérêts, leurs places dans la systématique, leurs dates et lieux de récolte et les formations végétale dominantes dans le milieu de récolte.

Tabl. 17 : Liste des espèces fongiques récoltées dans les six zones d'études du Nord du Maroc pendant la période du 27 décembre 2014 au 08 février 2018.

Nom scientifique	MV	Intérêt	Date	Lieu	Formation végétale
Division : Ascomycota / Classe : Pezizomycetes / Ordre : Pezizales / Famille : Discinaceae					
<i>Gyromitra esculenta</i>	E	Mort.	Avr. 2015	Beni Foughal	Oléastre
Division : Ascomycota / Classe : Pezizomycetes / Ordre : Pezizales / Famille : Helvellaceae					
<i>Helvella acetabulum</i>	E	SI	Avr. 2015	Beni Foughal	Pinède à <i>P. halepensis</i>
<i>Helvella arctoalpina</i>	E	SI	Avr. 2015	Beni Foughal	Pinède à <i>P. halepensis</i>
<i>Helvella atra</i>	E	SI	Févr. 2017	SIBE-KT	Pinède à <i>P. halepensis</i>
<i>Helvella monachella</i>	E	T	Avr. 2015	Beni Foughal	Oléastre + <i>Populus alba</i>
<i>Helvella solitaria</i>	E	T	Avr. 2015	Beni Foughal	Oléastre
Division : Ascomycota / Classe : Pezizomycetes / Ordre : Pezizales / Famille : Pezizaceae					
<i>Peziza badia</i>	S	CnR	Janv. 2017	SIBE-KT	Chênaie verte
<i>Peziza phyllogena</i>	S	SI	Avr. 2015	Beni Foughal	Pinède à <i>P. halepensis</i>

Division : Ascomycota / Classe : Sordariomycetes / Ordre : Hypocreales / Famille : Cordycipitaceae					
<i>Cordyceps militaris</i> *	P	C + M	Févr. 2018	SIBE-KT	Pinède à <i>P. halepensis</i>
Division : Basidiomycota / Classe : Agaricomycetes / Ordre : Agaricales / Famille : Agaricaceae					
<i>Agaricus arvensis</i> *	S	C + M	Mai 2016	Mallalienne	<i>Eucalyptus sp.</i>
			Déc. 2016	Plaine de CN	Pinède à <i>P. halepensis</i>
<i>Agaricus bisporus</i> *	S	C + M	Déc. 2016	Plaine de CN	Acaciaie
			Mars 2016	SIBE-KT	Seule
			Mai 2016	Mallalienne	Subéraie
<i>Agaricus bitorquis</i> *	S	C	Janv. 2018	Plaine de CN	Acaciaie + Seule
			Déc. 2016	SIBE-KT	Pinède à <i>P. halepensis</i>
			Mai 2016	Mallalienne	Subéraie
<i>Agaricus bresadolanus</i>	S	T	Déc. 2016	SIBE-KT	Pinède à <i>P. halepensis</i>
<i>Agaricus campestris</i> *	S	C + M	Mars 2015	SIBE-BK	Pinède à <i>P. halepensis</i>
			Févr. 2018	Plaine de CN	Seule
			Janv. 2015 + Mai 2016	Mallalienne	Subéraie + Seule
<i>Agaricus impudicus</i> *	S	C	Déc. 2016	Plaine de CN	Pinède à <i>P. halepensis</i>
<i>Agaricus littoralis</i>	S	SI	Févr. 2017	Plaine de CN	<i>Eucalyptus sp.</i>
<i>Agaricus menieri</i>	S	T	Nov. 2016	Plaine de CN	<i>Eucalyptus sp.</i>
<i>Agaricus moelleri</i>	S	T	Janv. 2017	SIBE-KT	Chênaie verte + Subéraie
<i>Agaricus osecanus</i> *	S	C	Déc. 2016	Plaine de CN	Acaciaie
<i>Agaricus pequinii</i>	S	SI	Janv. 2017	SIBE-KT	Chênaie verte + Subéraie
<i>Agaricus porphyron</i>	S	SI	Déc. 2016	SIBE-KT + Plaine de CN	Pinède à <i>P. halepensis</i>
<i>Agaricus silvaticus</i> *	S	C + M	Févr. 2018	SIBE-KT	Pinède à <i>P. halepensis</i>
<i>Agaricus sp.1</i>	S	Inc.	Nov. 2016	Plaine de CN	<i>Eucalyptus sp.</i>
<i>Agaricus sp.2</i>	S	Inc.	Oct. 2016	Plaine de CN	Acaciaie
<i>Agaricus aff. sp.3</i>	S	Inc.	Déc. 2017	PNB-Derdara	Subéraie
<i>Agaricus squamulifer</i> *	S	C	Mai 2016	Mallalienne	Gazon
<i>Agaricus sylvicola</i> *	S	C	Févr. et mai 2017	SIBE-KT	Acaciaie + <i>Eucalyptus sp.</i>
			Oct. et déc. 2016	Plaine de CN	Pinède à <i>P. halepensis</i>
<i>Chlorophyllum brunneum</i>	S	T	Mai 2016	Mallalienne	Subéraie
<i>Chlorophyllum olivieri</i>	S	C	Déc. 2016	SIBE-KT	Acaciaie
<i>Coprinus comatus</i> *	S	C + M	Janv. 2017	SIBE-KT	Chênaie verte
<i>Lepiota brunneoincarnata</i>	S	Mort.	Nov. 2016	Plaine de CN	Pinède à <i>P. halepensis</i>
<i>Lepiota cf. sp.</i>	S	Inc.	Févr. 2018	SIBE-KT	Acaciaie
<i>Lepiota cristata</i>	S	T	Déc. 2016	SIBE-KT	<i>Eucalyptus sp.</i>
<i>Leucoagaricus holosericeus</i>	S	SI	Déc. 2017	SIBE-KT	Acaciaie
<i>Leucoagaricus leucothites</i>	S	C + M	Déc. 2017	ENS	Gazon
			Déc. 2016	SIBE-KT	Pinède à <i>P. halepensis</i>
<i>Macrolepiota excoriata</i>	S	C	Déc. 2016	SIBE-KT	Acaciaie
<i>Macrolepiota fuligineosquarrosa</i>	S	C	Mars 2016	SIBE-KT	Pinède à <i>P. halepensis</i> + Subéraie
			Mai 2016	Mallalienne	Seule

<i>Macrolepiota procera</i> *	S	C + M	Mars 2016, déc. 2017 et Janv. 2018	SIBE-KT	Acaciaie + Seule
<i>Macrolepiota psammophila</i>	S	C	Déc. 2016	SIBE-KT	Acaciaie
Division : Basidiomycota / Classe : Agaricomycetes / Ordre : Agaricales / Famille : Amanitaceae					
<i>Amanita curtipes</i>	E	C	Mars 2016	PNB-SIBE-JB	Pinède à <i>P. pinaster</i>
<i>Amanita junquillea</i>	E	T	Déc. 2016	SIBE-KT	Pinède à <i>P. halepensis</i>
<i>Amanita ovoidea</i>	E	CnR	Avr. 2015	Beni Foughal	Cocciféraie
			Janv. 2015	Mallalienne	Pinède à <i>P. halepensis</i>
<i>Amanita pantherina</i>	E	T + Psy.	Déc. 2016	SIBE-KT	Pinède à <i>P. halepensis</i>
Division : Basidiomycota / Classe : Agaricomycetes / Ordre : Agaricales / Famille : Bolbitiaceae					
<i>Panaeolus papilionaceus</i>	S	T	Avr. 2015	Beni Foughal	Oléastre + <i>Populus alba</i>
Division : Basidiomycota / Classe : Agaricomycetes / Ordre : Agaricales / Famille : Cortinariaceae					
<i>Cortinarius aff. brunneus</i>	E	SI	Avr. 2015	Beni Foughal	Oléastre + <i>Populus alba</i>
<i>Cortinarius aff. cagei</i>	E	SI	Janv. 2015	PNB-Derdara	Subéraie
<i>Cortinarius aff. infractus</i>	E	SI	Janv. 2015	PNTLS-BT	Chênaie verte
<i>Cortinarius aff. multiformis</i>	E	SI	Janv. 2015	PNB-Derdara	Subéraie
<i>Cortinarius anomalus</i>	E	SI	Janv. 2015	PNTLS-BT	Chênaie verte
<i>Cortinarius anthracinus</i>	E	SI	Janv. 2015	PNTLS-BT	Chênaie verte + Zénaie
<i>Cortinarius cf. fragilipes</i>	E	SI	Déc. 2014	PNB-Derdara	Subéraie
<i>Cortinarius cf. fulvocitrinus</i>	E	SI	Déc. 2014	PNTLS-BT	Chênaie verte + Zénaie
<i>Cortinarius cf. hemitrichus</i>	E	SI	Avr. 2015	Beni Foughal	Oléastre + Subéraie
<i>Cortinarius cf. natalis</i>	E	SI	Déc. 2014	PNTLS-BT	Chênaie verte + Zénaie
<i>Cortinarius cf. odorifer</i>	E	SI	Déc. 2014	PNTLS-BT	Chênaie verte + Zénaie
<i>Cortinarius cinnabarinus</i>	E	T	Janv. 2017	SIBE-KT	Pinède à <i>P. halepensis</i>
<i>Cortinarius evernius</i>	E	SI	Avr. 2015	Beni Foughal	Subéraie
			Janv. 2015	PNB-Derdara	
<i>Cortinarius fulvoincarnatus</i>	E	SI	Déc. 2014	PNB-Derdara	Subéraie
<i>Cortinarius galeobdolon</i>	E	SI	Janv. 2017	SIBE-KT	Pinède à <i>P. halepensis</i>
<i>Cortinarius infractus</i>	E	SI	Déc. 2017	PNTLS-BT	Chênaie verte + Zénaie
<i>Cortinarius sp.1</i>	E	Inc.	Déc. 2014	PNTLS-BT	Chênaie verte + Zénaie
<i>Cortinarius sp.2</i>	E	Inc.	Déc. 2014	PNTLS-BT	Chênaie verte + Zénaie
<i>Cortinarius trivialis</i>	E	SI	Déc. 2016	SIBE-KT	Acaciaie
			Déc. 2014	PNTLS-BT	Chênaie verte + Zénaie
			Janv. 2015	PNB-Derdara	Subéraie
Division : Basidiomycota / Classe : Agaricomycetes / Ordre : Agaricales / Famille : Entolomataceae					
<i>Clitocella fallax</i>	S	SI	Janv. 2018	SIBE-KT	Chênaie verte + Subéraie
<i>Entocybe cf. nitida</i>	S	T	Avr. 2016	SIBE-BK	Oléastre
<i>Entocybe nitida</i>	S	T	Janv. 2015	PNB-Derdara	Subéraie
<i>Entoloma abortivum</i>	P	C	Mars 2016	PNB-SIBE-JB	Pinède à <i>P. pinaster</i>
<i>Entoloma atrocoeruleum</i>	S	SI	Déc. 2014	SIBE-BK	Oléastre
<i>Entoloma bloxamii</i>	S	T	Avr. 2015	Beni Foughal	Oléastre + <i>Nerium oleander</i>
			Janv. 2015	PNB-Derdara	Subéraie
<i>Entoloma caeruleum</i>	S	T	Avr. 2015	Beni Foughal	Subéraie
<i>Entoloma cf. catalaunicum</i>	S	SI	Janv. 2015	SIBE-BK	Junipéraie
<i>Entoloma cf. haastii</i>	S	SI	Déc. 2014	PNB-Derdara	Subéraie

<i>Entoloma serrulatum</i>	S	SI	Déc. 2014	PNB-Derdara	Subéraie
<i>Rhodophana nitellina</i>	S	SI	Mars 2016	PNB-SIBE-JB	Pinède à <i>P. pinaster</i>
Division : Basidiomycota / Classe : Agaricomycetes / Ordre : Agaricales / Famille : Hydangiaceae					
<i>Laccaria aff. bicolor</i>	E	C	Mars 2016	PNB-SIBE-JB	Pinède à <i>P. pinaster</i>
<i>Laccaria laccata</i>	E	CnR	Févr. 2018	SIBE-KT	Pinède à <i>P. halepensis</i>
<i>Laccaria tortilis</i>	E	SI	Févr. 2017	Plaine de CN	Eucalyptus sp.
Division : Basidiomycota / Classe : Agaricomycetes / Ordre : Agaricales / Famille : Hygrophoraceae					
<i>Ampulloclitocybe clavipes</i>	S	T	Févr. 2017	SIBE-KT	Pinède à <i>P. halepensis</i>
<i>Humidicutis marginata</i>	S	C	Avr. 2015	Beni Foughal	Subéraie
<i>Hygrocybe coccinea</i>	E	C	Déc. 2014	PNB-Derdara	Subéraie
<i>Hygrocybe conica</i>	E	T	Déc. 2014	PNB-Derdara	Oléastre
<i>Hygrocybe euroflavescens</i>	E	SI	Déc. 2014	PNB-Derdara	Oléastre
<i>Hygrocybe persistens</i>	E	SI	Janv. 2017	SIBE-KT	Chênaie verte
<i>Hygrocybe punicea</i>	E	CnR	Déc. 2014	PNB-Derdara	Subéraie
<i>Hygrophorus aureus</i>	E	SI	Avr. 2015	Beni Foughal	Subéraie
<i>Hygrophorus cossus</i>	E	SI	Déc. 2017	SIBE-KT	Pinède à <i>P. halepensis</i>
<i>Hygrophorus hypothejus</i>	E	SI	Janv. 2015	PNB-Derdara	Subéraie
Division : Basidiomycota / Classe : Agaricomycetes / Ordre : Agaricales / Famille : Hymenogastraceae					
<i>Gymnopilus penetrans</i>	S	SI	Nov. 2016	Plaine de CN	Pinède à <i>P. halepensis</i>
<i>Hebeloma crustuliniforme</i>	E	T	Déc. 2014	PNTLS-BT	Chênaie verte + Zénaie
			Déc. 2017	PNB-Derdara	Subéraie
<i>Hebeloma mesophaeum</i>	E	T	Févr. 2017	SIBE-KT	Pinède à <i>P. halepensis</i>
<i>Hebeloma pusillum</i>	E	SI	Févr. 2017	SIBE-KT	Pinède à <i>P. halepensis</i>
<i>Hebeloma sinapizans</i>	E	T	Déc. 2014	PNTLS-BT	Chênaie verte + Zénaie
<i>Psilocybe fimetaria</i>	S	Psy.	Mars 2016	PNB-SIBE-JB	Pinède à <i>P. pinaster</i>
Division : Basidiomycota / Classe : Agaricomycetes / Ordre : Agaricales / Famille : Inocybaceae					
<i>Inocybe asterospora</i>	E	T	Janv. 2015	PNB-Derdara	Subéraie
<i>Inocybe cf. geophylla</i>	E	T	Déc. 2014	PNB-Derdara	Subéraie
<i>Inocybe fuscidula</i>	E	T	Mars 2016	PNB-SIBE-JB	Pinède à <i>P. pinaster</i>
<i>Inocybe pusio</i>	E	T	Mars 2016	PNB-SIBE-JB	Pinède à <i>P. pinaster</i>
Division : Basidiomycota / Classe : Agaricomycetes / Ordre : Agaricales / Famille : Lycoperdaceae					
<i>Apioperdon pyriforme</i>	S	C + M	Mars 2015	SIBE-BK	Pinède à <i>P. halepensis</i>
			Avr. 2015	Beni Foughal	Subéraie
			Mai 2016	Mallalienne	Subéraie
<i>Bovista dermoxantha</i>	S	SI	Nov. 2016	Plaine de CN	Seule
<i>Bovista nigrescens</i>	S	SI	Mars 2016	SIBE-KT	Seule
<i>Calvatia gigantea*</i>	S	C	Mai 2016	Mallalienne	Oléastre
<i>Calvatia utriformis</i>	S	C + M	Mai 2016	Mallalienne	Junipéraie
			Avr. 2016	SIBE-BK	Pinède à <i>P. halepensis</i>
			Mars 2016	SIBE-KT	Seule
<i>Lycoperdon molle</i>	S	SI	Déc. 2016	SIBE-KT	Seule
<i>Lycoperdon perlatum</i>	S	C + M	Avr. 2016	SIBE-BK	Pinède à <i>P. halepensis</i>
			Nov. 2016	Plaine de CN	Seule
Division : Basidiomycota / Classe : Agaricomycetes / Ordre : Agaricales / Famille : Lyophyllaceae					
<i>Lyophyllum aff. infumatum</i>	S	SI	Janv. 2015	SIBE-BK	Subéraie

Division : Basidiomycota / Classe : Agaricomycetes / Ordre : Agaricales / Famille : Mycenaceae					
Mycena aff. arcangeliana	S	SI	Oct. 2016	Plaine de CN	Pinède à P. halepensis
Division : Basidiomycota / Classe : Agaricomycetes / Ordre : Agaricales / Famille : Omphalotaceae					
Gymnopus aquosus	S	SI	Déc. 2016	SIBE-KT	Pinède à P. halepensis
Gymnopus cf. aquosus	S	SI	Avr. 2015	Beni Foughal	Oléastre + Nerium oleander
Gymnopus dryophilus	S	CnR	Nov. 2016	Plaine de CN	Pinède à P. halepensis
			Avr. 2015	Beni Foughal	Oléastre + Populus alba
Gymnopus erythropus	S	SI	Déc. 2017	SIBE-KT	Pinède à P. halepensis
Division : Basidiomycota / Classe : Agaricomycetes / Ordre : Agaricales / Famille : Physalacriaceae					
Armillaria cepistipes	P / S	C	Déc. 2017	SIBE-KT	Pinède à P. halepensis
Armillaria fuscipes	P / S	SI	Déc. 2017	SIBE-KT	Chênaie verte
Armillaria mellea*	P / S	C + M	Déc. 2017	PNB-Derdara	Subéraie
Division : Basidiomycota / Classe : Agaricomycetes / Ordre : Agaricales / Famille : Pleurotaceae					
Pleurotus pulmonarius*	S	C + M	Janv. 2017	SIBE-KT	Chênaie verte
Division : Basidiomycota / Classe : Agaricomycetes / Ordre : Agaricales / Famille : Pluteaceae					
Pluteus aff. primus	S	SI	Janv. 2015	SIBE-BK	Pinède à P. halepensis
Pluteus cervinus	S	C	Janv. 2017	SIBE-KT	Pinède à P. halepensis
Pluteus salicinus	S	Psy.	Déc. 2014	PNB-Derdara	Oléastre
Volvopluteus gloiocephalus	S	C	Févr. 2018	Plaine de CN	Pinède à P. halepensis
Division : Basidiomycota / Classe : Agaricomycetes / Ordre : Agaricales / Famille : Psathyrellaceae					
Homophron spadiceum	S	C	Avr. 2015	Beni Foughal	Chênaie verte
Psathyrella atomata	S	SI	Déc. 2014	PNB-Derdara	Oléastre
Psathyrella candolleana	S	CnR	Déc. 2016	SIBE-KT	Acaciaie
			Avr. 2015	Beni Foughal	Oléastre + Populus alba
Psathyrella leucotephra	S	SI	Mars 2016	SIBE-KT	Acaciaie
			Mai 2016	Mallalienne	Phragmites sp.
Psathyrella spadiceogrisea	S	SI	Avr. 2015	Beni Foughal	Cistus spp.
Psathyrella spintrigera	S	SI	Avr. 2015	Beni Foughal	Cocciféraie
Typhrasa aff. gossypina	S	SI	Janv. 2015	PNB-Derdara	Subéraie
Division : Basidiomycota / Classe : Agaricomycetes / Ordre : Agaricales / Famille : Schizophyllaceae					
Schizophyllum commune*	S	M	Janv. 2015	Mallalienne	Subéraie
			Mars 2016	SIBE-KT	
			Avr. 2015	Beni Foughal	Pinède à P. halepensis
Division : Basidiomycota / Classe : Agaricomycetes / Ordre : Agaricales / Famille : Strophariaceae					
Agrocybe cf. putaminum	S	SI	Avr. 2015	Beni Foughal	Subéraie
Deconica coprophila	S	SI	Mai 2016	Mallalienne	Subéraie
Pholiota aff. alnicola	S	SI	Janv. 2015	SIBE-BK	Pinède à P. halepensis
Pholiota lubrica	P / S	SI	Janv. 2015	PNTLS-BT	Chênaie verte + Zénaie
Pholiota tuberculosa	S	SI	Avr. 2016	SIBE-BK	Oléastre
Division : Basidiomycota / Classe : Agaricomycetes / Ordre : Agaricales / Famille : Tricholomataceae					

<i>Paralepista flaccida</i>	S	C	Janv. 2018	SIBE-KT	<i>Pistacia lentiscus</i>
<i>Paralepista inversa</i>	S	C	Févr. 2017 / 2018	SIBE-KT	Chênaie verte + Pinède
<i>Tricholoma apium</i>	E	Inc.	Janv. 2015	PNTLS-BT	Cédraie + Sapinière
<i>Tricholoma caligatum</i>	E	C	Déc. 2017	PNTLS-BT	Cédraie
<i>Tricholoma focale</i>	E	SI	Janv. 2015	PNTLS-BT	Cédraie + Sapinière
<i>Tricholoma scalpturatum</i>	E	C	Janv. 2017	SIBE-KT	Chênaie verte + Subéraie
<i>Tricholoma ustaloides</i>	E	SI	Déc. 2017	Plaine de CN	Subéraie
<i>Gamundia striatula</i>	S	SI	Mars 2016	PNB-SIBE-JB	Pinède à <i>P. pinaster</i>
<i>Clitocybe anisata</i>	S	SI	Déc. 2014	PNTLS-BT	Chênaie verte + Zénaie
<i>Clitocybe diatreta</i>	S	T	Mars 2016	PNB-SIBE-JB	Pinède à <i>P. pinaster</i>
<i>Clitocybe lituus</i>	S	SI	Mars 2016	PNB-SIBE-JB	Pinède à <i>P. pinaster</i>
<i>Clitocybe metachroa</i>	S	SI	Avr. 2016	SIBE-BK	Pinède à <i>P. halepensis</i>
<i>Collybia tuberosa</i>	S	SI	Janv. 2015	SIBE-BK	Subéraie
<i>Infundibulicybe catinus</i>	S	SI	Janv. 2015	PNB-Derdara	Subéraie
<i>Infundibulicybe mediterranea</i>	S	C	Févr. 2017	SIBE-KT	Chênaie verte
<i>Lepista aff. fasciculata</i>	S	SI	Janv. 2015	PNTLS-BT	Chênaie verte
<i>Lepista nuda*</i>	S	C + M	Janv. 2015	Mallalienne	<i>Eucalyptus sp.</i>
				PNB-Derdara	Oléastre
			Mars 2016	SIBE-KT	Pinède à <i>P. halepensis</i>
<i>Lepista sordida*</i>	S	C + M	Mars 2016	PNB-SIBE-JB	Pinède à <i>P. pinaster</i>
<i>Melanoleuca brevipes</i>	S	C	Mars 2015	SIBE-BK	Oléastre + Pinède à <i>P. halepensis</i>
<i>Melanoleuca melaleuca</i>	S	C	Févr. 2018	Plaine de CN	Pinède à <i>P. halepensis</i>
<i>Myxomphalia maura</i>	S	SI	Mars 2016	PNB-SIBE-JB	Subéraie
Division : Basidiomycota / Classe : Agaricomycetes / Ordre : Agaricales / Famille : Tubariaceae					
<i>Cyclocybe cylindracea</i>	S	C + M	Déc. 2017	SIBE-KT	Chênaie verte
Division : Basidiomycota / Classe : Agaricomycetes / Ordre : Boletales / Famille : Boletaceae					
<i>Leccinellum corsicum</i>	E	C	Avr. 2015	Beni Foughal	Chênaie verte + Cocciféraie + Subéraie
<i>Leccinellum lepidum</i>					
<i>Suillellus luridus</i>					
<i>Xerocomus subtomentosus</i>	E	C	Janv. 2017	SIBE-KT	Chênaie verte + Subéraie
Division : Basidiomycota / Classe : Agaricomycetes / Ordre : Boletales / Famille : Boletinellaceae					
<i>Boletinellus merulioides</i>	E	C	Nov. 2016	Plaine de CN	Pinède à <i>P. halepensis</i>
Division : Basidiomycota / Classe : Agaricomycetes / Ordre : Boletales / Famille : Gomphidiaceae					
<i>Chroogomphus fulmineus</i>	E	C	Mars 2016	PNB-SIBE-JB	Pinède à <i>P. pinaster</i>
<i>Chroogomphus rutilus</i>					
Division : Basidiomycota / Classe : Agaricomycetes / Ordre : Boletales / Famille : Hygrophoropsidaceae					
<i>Hygrophoropsis cf. aurantiaca</i>	S	CnR	Janv. 2015	Mallalienne	Subéraie
Division : Basidiomycota / Classe : Agaricomycetes / Ordre : Boletales / Famille : Pisolithaceae					
<i>Pisolithus arhizus</i>	E	SI	Févr. 2017	Plaine de CN	<i>Eucalyptus sp.</i>
			Mai 2016	Mallalienne	
Division : Basidiomycota / Classe : Agaricomycetes / Ordre : Boletales / Famille : Rhizopogonaceae					
<i>Rhizopogon luteolus</i>	E	C	Mars 2016	PNB-SIBE-JB	Pinède à <i>P. pinaster</i>
Division : Basidiomycota / Classe : Agaricomycetes / Ordre : Boletales / Famille : Sclerodermaceae					

<i>Scleroderma cf. polyrhizum</i>	E	Inc.	Janv. 2015	PNTLS-BT	Chênaie verte + Zénaie
			Avr. 2015	Beni Foughal	Pinède à <i>P. halepensis</i>
<i>Scleroderma citrinum</i>	E	T	Janv. et déc. 2017	SIBE-KT	Acaciaie + Soule
			Mai 2016	Mallalienne	Oléastre
Division : Basidiomycota / Classe : Agaricomycetes / Ordre : Boletales / Famille : Suillaceae					
<i>Suillus bellinii</i>	E	C	Déc. 2016	Plaine de CN	Pinède à <i>P. halepensis</i>
<i>Suillus bovinus</i>	E	C + M	Janv. et févr. 2018	Plaine de CN	Acaciaie + Pinède à <i>P. halepensis</i>
<i>Suillus collinitus</i>	E	C + M	Avr. 2015	Beni Foughal	Pinède à <i>P. halepensis</i>
			Déc. 2016 et févr. 2017	SIBE-KT	
			Janv. 2018	Plaine de CN	
			Mars 2016	PNB-SIBE-JB	Pinède à <i>P. pinaster</i>
			Mars 2015	SIBE-BK	<i>Pistacia lentiscus</i>
<i>Suillus granulatus*</i>	E	C + M	Mars 2015 et avr. 2016	SIBE-BK	Junipéraie + Pinède à <i>P. halepensis</i>
			Avr. 2015	Beni Foughal	Pinède à <i>P. halepensis</i>
			Mars 2016	PNB-SIBE-JB	Pinède à <i>P. pinaster</i>
<i>Suillus luteus</i>	E	C + M	Déc. 2016, 2018 et févr. 2018	SIBE-KT	Pinède à <i>P. halepensis</i>
			Mars 2016	PNB-SIBE-JB	Pinède à <i>P. pinaster</i>
<i>Suillus mediterraneensis</i>	E	C	Déc. et févr. 2017	SIBE-KT	Pinède à <i>P. halepensis</i>
Division : Basidiomycota / Classe : Agaricomycetes / Ordre : Boletales / Famille : Tapinellaceae					
<i>Tapinella panuoides</i>	S	SI	Mars 2015	SIBE-BK	Cocciféraie + Pinède à <i>P. halepensis</i>
			Févr. 2018	SIBE-KT	Pinède à <i>P. halepensis</i>
Division : Basidiomycota / Classe : Agaricomycetes / Ordre : Cantharellales / Famille : Hydnaceae					
<i>Clavulina cinerea</i>	E	C	Févr. 2017	SIBE-KT	Pinède à <i>P. halepensis</i>
			Mars 2015	SIBE-BK	Subéraie
<i>Clavulina cristata</i>	E	C	Déc. 2017	PNB-Derdara	Subéraie
			Févr. 2017	SIBE-KT	Pinède à <i>P. halepensis</i>
<i>Clavulina rugosa</i>	E	C	Févr. 2017	SIBE-KT	Pinède à <i>P. halepensis</i>
Division : Basidiomycota / Classe : Agaricomycetes / Ordre : Geastrales / Famille : Geastraceae					
<i>Geastrum fimbriatum</i>	S	SI	Avr. 2015	Beni Foughal	Subéraie
			Mars 2015	SIBE-BK	
<i>Geastrum quadrifidum</i>	S	SI	Févr. 2017	SIBE-KT	Pinède à <i>P. halepensis</i>
<i>Geastrum triplex</i>	S	M	Janv. et déc. 2017		
Division : Basidiomycota / Classe : Agaricomycetes / Ordre : Gomphales / Famille : Gomphaceae					
<i>Phaeoclavulina myceliosa</i>	E	SI	Déc. 2017	SIBE-KT	<i>Pistacia lentiscus</i>
<i>Ramaria gracilis</i>	E	SI	Févr. 2017		Pinède à <i>P. halepensis</i>
<i>Ramaria stricta</i>	E	SI	Févr. 2018		<i>Pistacia lentiscus</i>
Division : Basidiomycota / Classe : Agaricomycetes / Ordre : Hymenochaetales / Famille : Hymenochaetaceae					

<i>Fuscoporia torulosa</i>	P / S	SI	Mars 2016	PNB-SIBE-JB	Pinède à <i>P. pinaster</i>
<i>Phellinus linteus</i>	P	M	Janv. 2015	Mallalienne	<i>Eucalyptus</i> sp.
Division : Basidiomycota / Classe : Agaricomycetes / Ordre : Polyporales / Famille : Fomitopsidaceae					
<i>Amaropostia</i> cf. <i>stiptica</i>	E / S	SI	Janv. 2017	SIBE-KT	Chênaie verte
Division : Basidiomycota / Classe : Agaricomycetes / Ordre : Polyporales / Famille : Polyporaceae					
<i>Cerioporus meridionalis</i>	S	SI	Mai 2016	Mallalienne	Subéraie
<i>Corioloopsis gallica</i>	P / S				
<i>Fomes fomentarius</i> *	P + S	M	Déc. 2017	SIBE-KT	Acaciaie
<i>Ganoderma lucidum</i> *	P / S	M	Févr. 2018	SIBE-KT	Pinède à <i>P. halepensis</i>
<i>Lentinus arcularius</i>	S	SI	Mai 2016	Mallalienne	Subéraie
			Nov. 2016	Plaine de CN	Pinède à <i>P. halepensis</i>
<i>Lentinus strigosus</i>	S	SI	Mai 2016	Mallalienne	Subéraie
<i>Perenniporia ochroleuca</i>	P + S	SI	Janv. 2017 et Févr. 2018	SIBE-KT	Chênaie verte + Junipéraie
<i>Trametes suaveolens</i>	S	SI	Mars 2016	SIBE-KT	Chênaie verte
<i>Trametes versicolor</i> *	S	M	Janv. 2015	PNB-Derdara	Subéraie
<i>Trichaptum biforme</i>	S	M	Févr. 2018	SIBE-KT	Pinède à <i>P. halepensis</i>
			Déc. 2017	PNB-Derdara	Subéraie
Division : Basidiomycota / Classe : Agaricomycetes / Ordre : Russulales / Famille : Auriscalpiaceae					
<i>Lentinellus micheneri</i>	S	SI	Avr. 2016	SIBE-BK	Subéraie
Division : Basidiomycota / Classe : Agaricomycetes / Ordre : Russulales / Famille : Russulaceae					
<i>Lactarius acerrimus</i>	E	SI	Mai 2016	Mallalienne	Subéraie
<i>Lactarius atlanticus</i>	E	SI	Févr. 2017	SIBE-KT	Chênaie verte + Subéraie
<i>Lactarius</i> cf. <i>pallidus</i>	E	C	Déc. 2017	PNTLS-BT	Chênaie verte + Zénaie
<i>Lactarius controversus</i>	E	SI	Janv. 2015	PNB-Derdara	Subéraie
<i>Lactarius deliciosus</i> *	E	C + M	Janv. 2017 et févr. 2018	SIBE-KT	Pinède à <i>P. halepensis</i>
<i>Lactarius ilicis</i>	E	SI	Janv. 2015	PNB-Derdara	Subéraie
<i>Lactarius lignyotus</i>	E	C	Avr. 2015	Beni Foughal	<i>Pistacia lentiscus</i>
<i>Lactarius pallidus</i>	E	C	Avr. 2016	SIBE-BK	Pinède à <i>P. halepensis</i>
<i>Lactarius quietus</i>	E	CnR	Janv. 2017	SIBE-KT	Chênaie verte + Subéraie
<i>Lactarius resimus</i>	E	C	Avr. 2016	SIBE-BK	Oléastre + Pinède
<i>Lactarius rubidus</i>	E	C	Janv. 2017	SIBE-KT	Pinède à <i>P. halepensis</i>
<i>Lactarius rufulus</i>	E	C	Févr. 2018	SIBE-KT	Pinède à <i>P. halepensis</i>
<i>Lactarius salmonicolor</i>	E	C	Déc. 2014 et janv. 2015	PNB-Derdara	Subéraie
<i>Lactarius sanguifluus</i>	E	C + M	Déc. 2017 et févr. 2018	SIBE-KT	Pinède à <i>P. halepensis</i>
<i>Lactarius semisanguifluus</i>	E	C	Déc. 2016	SIBE-KT	Pinède à <i>P. halepensis</i>
<i>Lactarius subdulcis</i>	E	C	Janv. 2015	PNB-Derdara	Subéraie
<i>Lactarius tabidus</i>	E	SI	Janv. 2015	SIBE-BK	Subéraie

<i>Lactarius vinosus</i>	E	C	Déc. 2016	SIBE-KT	Pinède à <i>P. halepensis</i>
<i>Lactifluus piperatus</i>	E	CnR	Janv. 2018	SIBE-KT	Pinède à <i>P. halepensis</i>
<i>Lactifluus vellereus</i>	E	SI	Déc. 2016	SIBE-KT	Pinède à <i>P. halepensis</i>
			Janv. 2015	PNB-Derdara	Subéraie
<i>Lactifluus volemus</i>	E	C + M	Mars 2016	PNB-SIBE-JB	Pinède à <i>P. pinaster</i>
<i>Russula acetolens</i>	E	SI	Avr. 2015	Beni Foughal	Chênaie verte
<i>Russula aeruginea</i>	E	C	Janv. 2017	SIBE-KT	Chênaie verte + Subéraie
<i>Russula atropurpurea</i>	E	C			
<i>Russula cf. fragilis</i>	E	SI			
<i>Russula delica</i>	E	C + M			
<i>Russula elaeodes</i>	E	SI			
<i>Russula fellea</i>	E	SI			
<i>Russula foetens</i>	E	SI	Déc. 2014	PNB-Derdara	Subéraie
<i>Russula ilicis</i>	E	C	Avr. 2015	Beni Foughal	<i>Pistacia lentiscus</i>
<i>Russula ionochlora</i>	E	C	Avr. 2015	Beni Foughal	Chênaie verte
			Janv. 2017	SIBE-KT	Chênaie verte + Subéraie
<i>Russula monspeliensis</i>	E	SI	Janv. 2017	SIBE-KT	Chênaie verte + Subéraie
<i>Russula odorata</i>	E	SI	Déc. 2016	SIBE-KT	Pinède à <i>P. halepensis</i>
<i>Russula parazurea</i>	E	C	Janv. 2017	SIBE-KT	Chênaie verte + Subéraie
<i>Russula puellaris</i>	E	SI	Janv. 2015	PNB-Derdara	Subéraie
<i>Russula robertii</i>	E	SI	Janv. 2017	SIBE-KT	Chênaie verte + Subéraie
<i>Russula rubroalba</i>	E	C			
<i>Russula sanguinea</i>	E	SI	Janv. 2015	PNB-Derdara	Subéraie
<i>Russula silvestris</i>	E	T	Janv. 2017	SIBE-KT	Chênaie verte + Subéraie
<i>Russula solaris</i>	E	SI	Déc. 2016		
<i>Russula veternosa</i>	E	SI	Janv. 2015	PNB-Derdara	Subéraie
<i>Russula vinosobrunnea</i>	E	SI	Janv. 2017	SIBE-KT	Chênaie verte + Subéraie
<i>Russula violacea</i>					
<i>Russula virescens</i>	E	C + M	Avr. 2015	Beni Foughal	Chênaie verte + Pinède à <i>P. halepensis</i>
Division : Basidiomycota / Classe : Agaricomycetes / Ordre : Russulales / Famille : Stereaceae					
<i>Stereum hirsutum</i>	S	SI	Févr. 2018	SIBE-KT	Chênaie verte
<i>Stereum subtomentosum</i>	S	SI	Mars 2015	SIBE-BK	Cocciféraie

* espèce cultivable | MV : mode de vie - E : ectomycorhizien, P : parasite, S : saprophyte | C : comestible, CnR : comestible non recommandé, Inc. : inconnu, M : médicinal, Mort. : Mortel, Psy. : Psychoactive, SI : sans intérêt, T : toxique, CN : Cabo Negro, ENS : Ecole Normale Supérieure, PNB-SIBE-JB : PNB-SIBE-Jbel Bouhachem, PNTLS-BT : PNTLS-Bab Taza, SIBE-BK : SIBE-Ben Karrich, SIBE-KT : SIBE-Koudiat Taïfour.

Note : les noms scientifiques sont les noms binominaux les plus actualisés et les plus utilisés dans les ouvrages, les guides, les bases des données et publications de la mycologie.

2.2. Champignons supérieurs récoltés au Nord du Maroc selon leurs intérêts

Les analyses des champignons supérieurs récoltés selon leur intérêt montrent que les champignons comestibles sont les plus espèces récoltées avec un pourcentage de 34% (27 % seulement comestible et 7% comestible et médicinales), suivi par les champignons nocifs avec 11 % et champignons médicinaux avec 10% (soit 7% sont comestibles). Tandis que les champignons sans intérêt représentent 43% des espèces récoltées (**Fig. 48**).

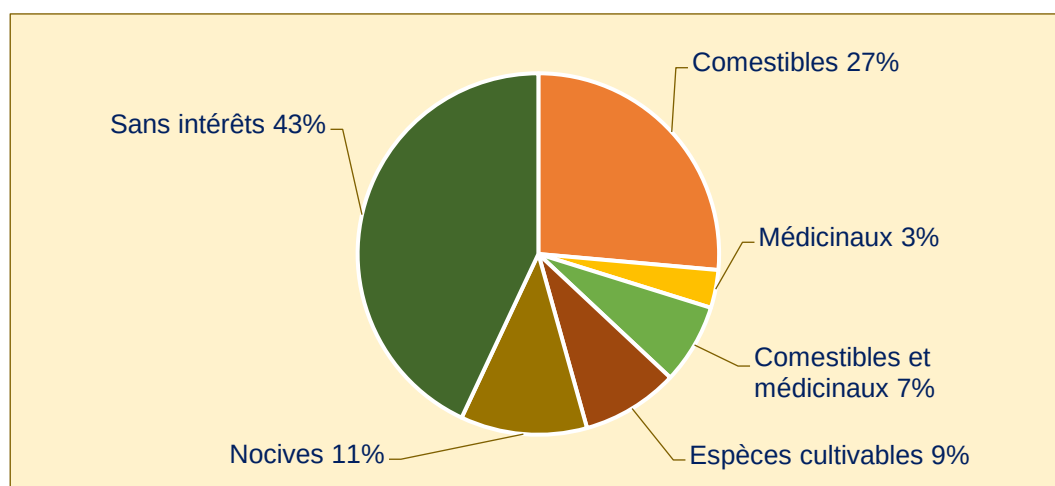


Fig. 48 : Diagramme des pourcentages des champignons récoltés selon leurs intérêts

2.2.1. Champignons supérieurs comestibles

L'évaluation biométrique a permis de recenser la présence de quatre-vingt-neuf (89) champignons comestibles représentant 34% des espèces récoltés, dont neuf (9) espèces non recommandées. Parmi ces espèces on trouve dix-neuf sont médicinales (7% des espèces récoltés) et dix-neuf déjà cultivables (**Fig. 48**). Ces champignons comestibles sont répartis dans six (6) ordres, vingt-trois (23) familles et quarante (40) genres. *Russulaceae* est la famille la plus abondante avec vingt-trois (23) espèces comestibles (une espèce cultivable), suivi par *Agaricaceae* avec seize (16) espèces (onze (11) cultivable) et *Tricholomataceae* avec neuf (9) espèces comestibles dont deux sont cultivables (**Fig. 49**).

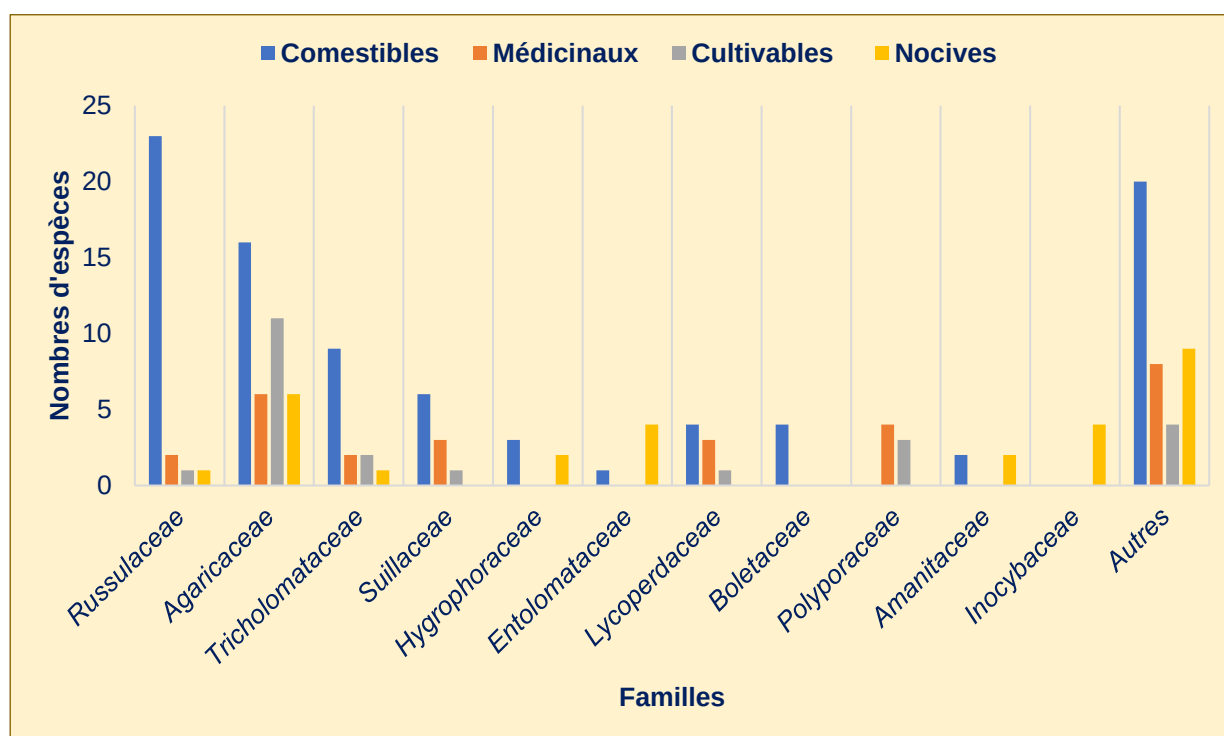


Fig. 49 : Répartition des familles et des espèces de champignons récoltés selon leurs intérêts.

2.2.2. Champignons supérieurs médicinaux

Les champignons médicinaux peuvent être définis comme des champignons macroscopiques utilisés sous forme d'extraits ou de poudre pour la prévention, le soulagement ou la guérison de plusieurs maladies, et/ou pour équilibrer une alimentation saine (ABDEL-AZEEM & KHALIL, 2019). Dans nos études les résultats obtenus ont montré que vingt-huit (28) des espèces récoltées sont médicinaux représentant 10 % des espèces total collectés (**Fig. 48**). Parmi ces espèces on trouve dix-neuf (19) sont comestibles et seize (16) cultivables. Nos champignons médicinaux récoltés sont représentés dans sept (7) ordres, quatorze (14) familles et vingt-deux (22) genres. *Agaricaceae* est la famille contient les plus des espèces médicinales (6 espèces), suivie par *Polyporaceae* (4 espèces) et les familles *Lycoperdaceae* et *Suillaceae* avec trois espèces pour chacune (**Fig. 49**).

2.2.3. Champignons supérieurs déjà cultivés

Les espèces de champignons supérieurs qui sont déjà cultivées présentent 9% des champignons récoltés (23 espèces). Ces espèces sont réparties dans sept (7) espèces seulement comestibles, cinq (5) seulement médicinaux et douze (12) espèces sont comestibles et médicinales (**Fig. 48**). La majorité des espèces déjà cultivés appartiennent à la famille d'*Agaricaceae* avec onze (11) espèces suivies par la famille de *Polyporaceae* avec trois (3) espèces (**Fig. 49**). Les espèces récoltées cultivables peuvent s'augmentent en particulier, avec les espèces similaires d'espèces déjà cultivées tels que les *Agaricus sp.*, *Macrolepiota sp.*, *Leucoagaricus sp.*, et autres.

2.2.4. Champignons supérieurs nocives et encore sans intérêts

L'analyse biométrique a permis de recenser, la présence de vingt-neuf (29) espèces nocives de champignons (dont 2 mortels), dans toutes les zones de récoltes du Nord du Maroc. Ces espèces représentant onze 11% des espèces totales récoltées (**Fig. 48**) et elles sont réparties dans quatre (4) ordres, treize (13) familles et dix-sept (17) genres. Parmi les familles qui contiennent plus des espèces nocives récoltées, on trouve l'*Agaricaceae* (6 espèces), l'*Entolomataceae* (4 espèces) et l'*Inocybaceae* (4 espèces) (**Fig. 49**).

Le 43 % des champignons supérieurs récoltés sont sans intérêts (**Fig. 48**). L'intérêt de ces espèces est soit inconnue ou soit pas encore valorisée leurs intérêts alimentaires et médicinaux. Les majorités des espèces sans intérêt sont appartiennent à la famille de *Russulaceae* et *Cortinariaceae*. Parmi dix-neuf des espèces de *Cortinarius* récoltés, on trouve dix-huit sont encore sans intérêt et une seule espèce est toxique. Ces champignons sans intérêt constituent un patrimoine mycologique très important de notre pays, nous devons les reprendre prochainement dans nos études afin de valoriser leurs contenus alimentaires et activités biologiques.

2.3. Champignons supérieurs récoltés selon leurs modes de vie.

Les champignons supérieurs récoltés sur les six zones d'études sont faits en fonction de leurs rôles écologiques (mode de vie). Ils peuvent être ectomycorhiziennes, saprophytes, et parasites. L'analyse de ces champignons a été montrée que les champignons ectomycorhiziennes contribuent pour 50% (121 espèces) de la richesse du Nord du Maroc, suivies par les espèces saprophytes y contribuent quant à elles pour 45% (108 espèces), tandis que les parasites pour 1%. Les 4% restants représentant les espèces à mode de vie parasite et/ou saprophyte (3%) (**Fig. 50**). *Armillaria sp.*, est un exemple d'espèce parasite qui devient saprophyte.

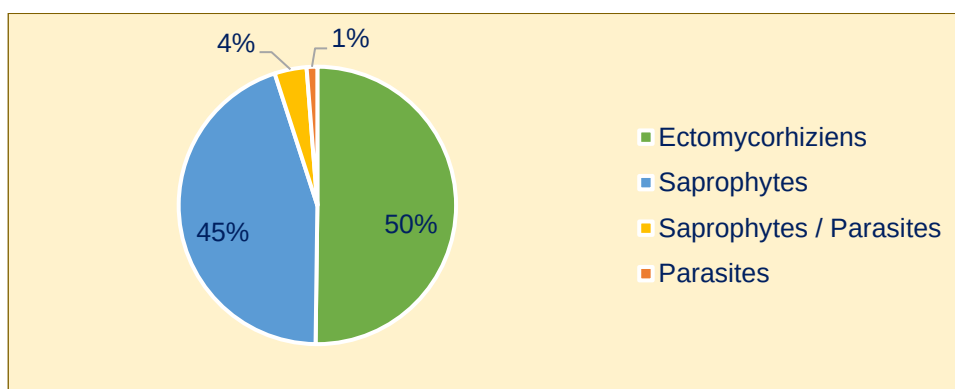


Fig. 50 : Diagrammes de champignons récoltés selon leurs modes de vie, ectomycorhiziens, saprophytes, saprophytes et/ou parasites et parasites.

2.3.1. Champignons supérieurs ectomycorhiziennes

Les champignons ectomycorhiziennes sont des champignons supérieurs qui forment des associations symbiotiques à bénéfice réciproque avec les plantes supérieures. Ils jouent un rôle très important dans l'écosystème forestier. Les champignons ectomycorhiziennes sont plus abondants généralement dans des zones boisées où la présence de la végétation de chênes, de pins, de arbousiers et d'espèces herbacées. D'après les résultats obtenus, les champignons ectomycorhiziennes récoltés représentent un demi pour cent (50%) d'espèces récoltés dans l'écosystème forestier du Nord du Maroc avec 121 espèces (**Fig. 50**). La plupart de ces espèces sont associés aux espèces des pins et des chênes. Parmi les espèces récoltées, on note la présence de 47 des espèces comestibles, de cinq espèces médicinales, 16 espèces nocives et seulement deux espèces peuvent cultiver. Les 121 espèces ectomycorhiziennes récoltés sont réparties dans sept ordres, 19 familles et 26 genres. Les 19 familles sont dominées par la famille de *Russulaceae* avec 44 espèces, suivie par de *Cortinariaceae* avec 19 espèces et *Hygrophoraceae* avec 8 espèces (**Fig. 51**).

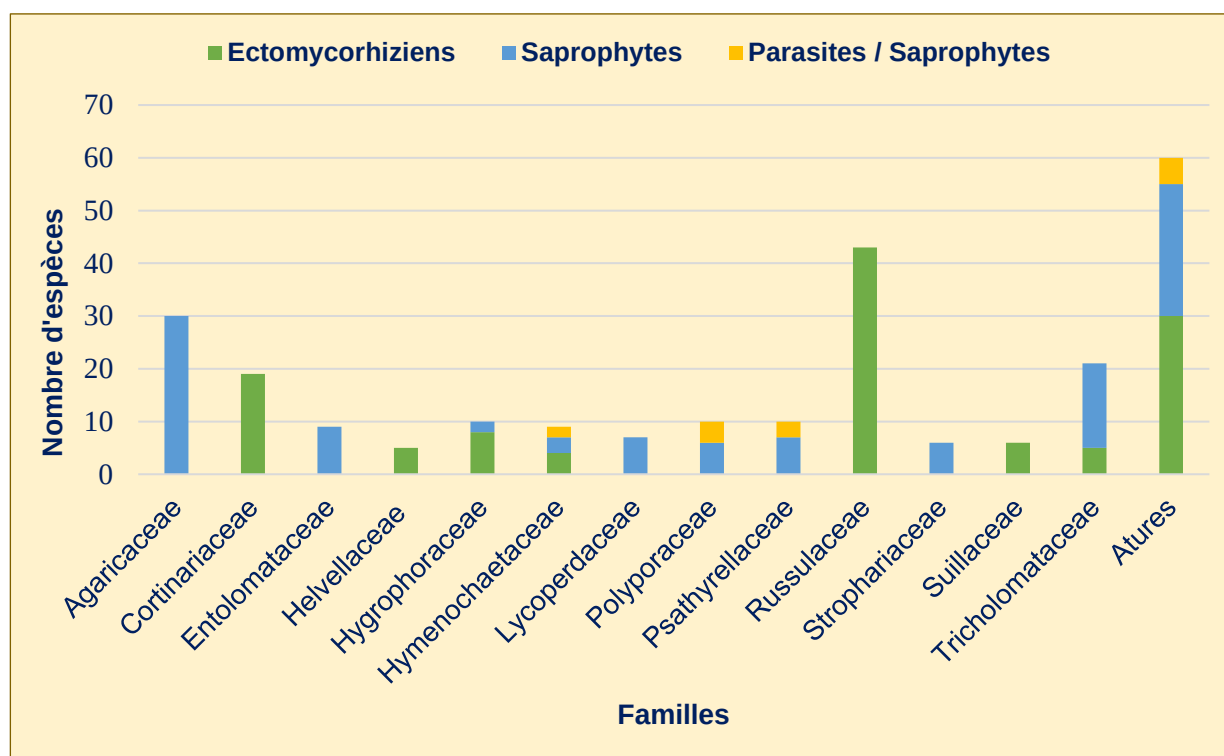


Fig. 51 : Répartition des familles des espèces de champignons supérieurs récoltés selon leurs modes de vie.

2.3.2. Champignons supérieurs saprotrophes

Les champignons saprotrophes jouent un rôle écologique fondamentale dans le recyclage de la matière organique et ils sont faciles à cultiver pour cela ils sont largement cultivés dans le monde pour leurs utiliser comme des aliments ou médicaments. Un nombre de 108 de ces espèces saprotrophes sont récoltés aux milieux riches en matières organiques au Nord du Maroc, ils représentent 45% d'espèces totales récoltés (**Fig. 50**). Parmi ces espèces, on trouve 37 champignons comestibles, 17 médicinales et 14 nocives. 17 des espèces comestibles et/ou médicinales sont cultivables. Les champignons saprotrophes récoltés sont réparti dans six ordres, vingt-trois familles et cinquante-et-un genres. Les familles les plus abondantes sont *Agaricaceae* (30 espèces), *Tricholomataceae* (16 espèces) et *Entolomataceae* (10 espèces) (**Fig. 51**).

2.3.3. Champignons supérieurs parasites et/ou saprotrophes

L'analyse des champignons récoltés selon leurs modes de vie a montré que seulement trois espèces sont parasites à savoirs *Cordyceps militaris*, *Entoloma abortivum* et *Phellinus linteus*. Tandis qu'il existe neuves espèces sont parasites et/ou saprotrophes ou pas encore bien déterminés. Ces deuze espèces représentant 4% des champignons récoltés au Nord du Maroc et ils vivent le plus souvent sur les troncs et les racines d'espèces ligneuses de chênes. Parmi les ces deuze espèces récoltées, on note la présence de quatre champignons comestibles, cinq médicinales et quatre sont cultivables (**Fig. 50**).

2.4. Champignons supérieurs récoltés dans les principales formations végétales du Nord du Maroc

Le Nord du Maroc est un espace méditerranéen caractérisé par une diversité très importante des espèces végétales. D'après les vingt sorties effectuées aux six zones de récoltes, on note la présence de plus de dix formations végétales et dans chaque formation des champignons supérieurs ont été récoltés. Parmi ces formations, on trouve, pinède (91 espèces), subéraie (83 espèces), Chênaie verte (57 espèces), oléastre (22 espèces), acaciaie (17 espèces), zénaie (14 espèces), eucalyptus (10 espèces), cocciferaie (7 espèces), junipéraie (4 espèces), cédraie (3 espèces), sapinière (2 espèces). Certaines espèces sont communes entre deux ou plus des formations végétales. Ainsi, il y a des champignons récoltés dans des sols nus, en particulier les espèces d'*Agaricus*. Ici, nous nous concentrerons principalement sur l'analyse statique de quatre formations végétales qui comprennent plus de vingt espèces récoltées. Ces formations végétales sont la pinède avec 91 espèces, la subéraie avec 83 espèces, la Chênaie verte avec 57 espèces et l'oléastre avec 22 espèces récoltés (**Fig. 52**). La **Fig. 50** montrent les espèces fongiques communes entre les formations végétales choisies.

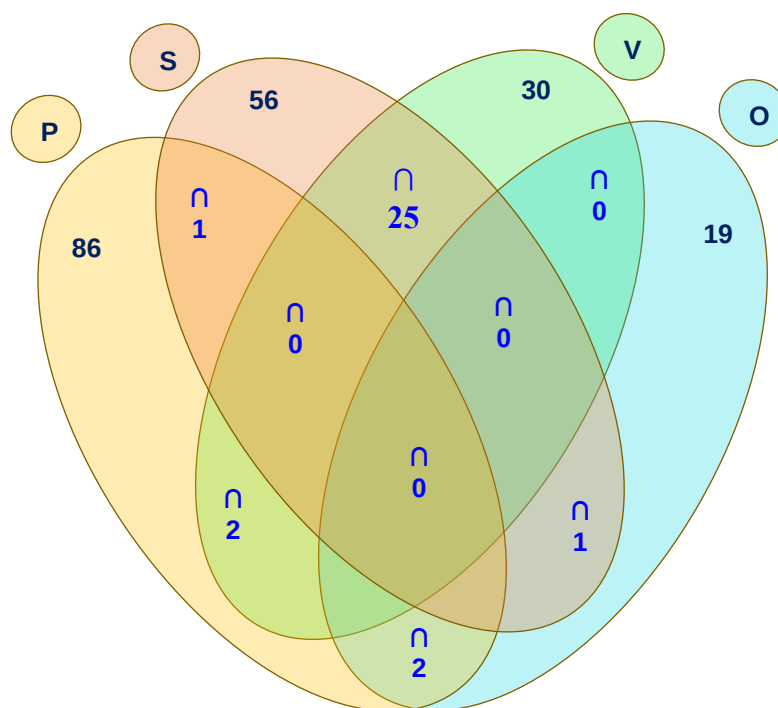


Fig. 52 : Diagramme de Venn avec complémentarité. P - Pinèdes, S - Subéraie, V- Chênaie verte, O – Oléastres. $\cap$: Nombre d'espèces fongiques communes entre les quatre formations végétales.

2.4.1. Champignons supérieurs récoltés dans la formation Pinède

La dégradation des formations végétales originales du Nord du Maroc est remplacée par le reboisement de la pinède à *Pinus halepensis* et *Pinus pinaster*. Cette formation de pinède se trouve

dans quatre zones d'études, a savoirs SIBE de Koudiat Taifour - Plaine de Cabo Negro, SIBE de Ben Karrich, SIBE de Jbel Bouhachem et la zone de Beni Foughal.

L'analyse biométrique des champignons récoltés sous *Pinus halepensis* et *P. pinaster*, nous a permis d'identifier environ 91 espèces qui appartiennent aux dix ordres, vingt-neuf familles et quarante-neuf genres. Parmi ces espèces, on trouve 46 champignons sont ectomycorhiziennes, 42 champignons saprotrophes et trois espèces sont parasites et/ou saprotrophes (**Fig. 53**). Les familles *Russulaceae* (13 espèces), *Agaricaceae* (11 espèces) et *Tricholomataceae* (8 espèces) sont dominantes dans la formation végétale pinède (**Fig. 54**). Les *Russulales* sont la famille des champignons ectomycorhiziennes vivent en associations avec les pins.

La formation végétale pinède est caractérisée par la présence de cinquante espèces comestibles, dix-neuf médicinales et dix sont nocives (**Tabl. 18**).

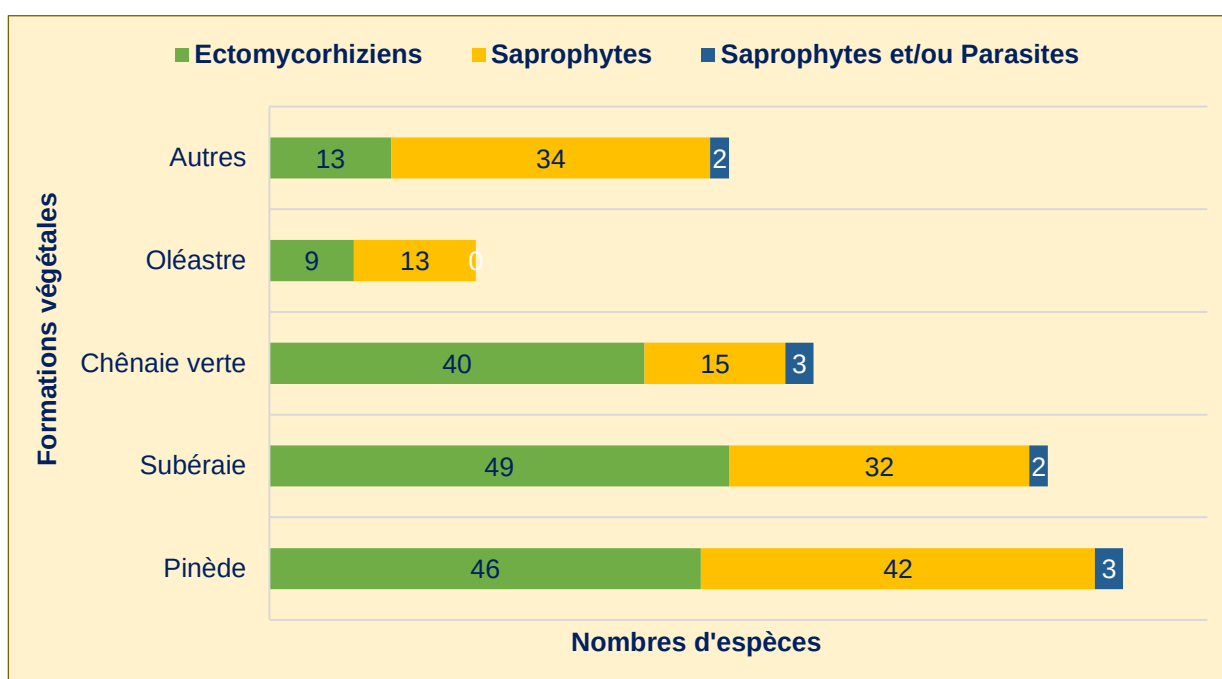


Fig. 53 : Répartition des espèces fongiques selon leurs mode de vie dans les principales formations végétales.

2.4.2. Champignons supérieurs récoltés dans la formation Subéraie

La subéraie est une formation originale dans le Maroc, elle est représentée dans le SIBE de Koudiat Taifour, le Parc naturel de Bouhachem, le SIBE de Ben Karrich et la zone de Beni Foughal. Cette formation de subéraie réunit 83 espèces des champignons récoltés. Certains de ces espèces sont perçus également dans les autres formations. Les champignons ectomycorhiziennes sont dominés dans cette formation avec 49 espèces, tandis que les saprotrophes contribuent avec 32 espèces (**Fig. 53**). Les champignons récoltés sous *Quercus suber* sont réparties dans 6 ordres, 18 familles et 37 genres. Les familles la plus représentés dans cette formation sont *Russulaceae* avec

28 espèces, *Agaricaceae* avec 8 espèces, et *Cortinariaceae*, *Entolomataceae*, et *Polyporaceae* avec 6 espèces pour chacune (**Fig. 54**). Le **Tableau 18** montre que parmi les espèces recensées, 26 champignons sont comestibles, 7 médicinales et 9 espèces nocives.

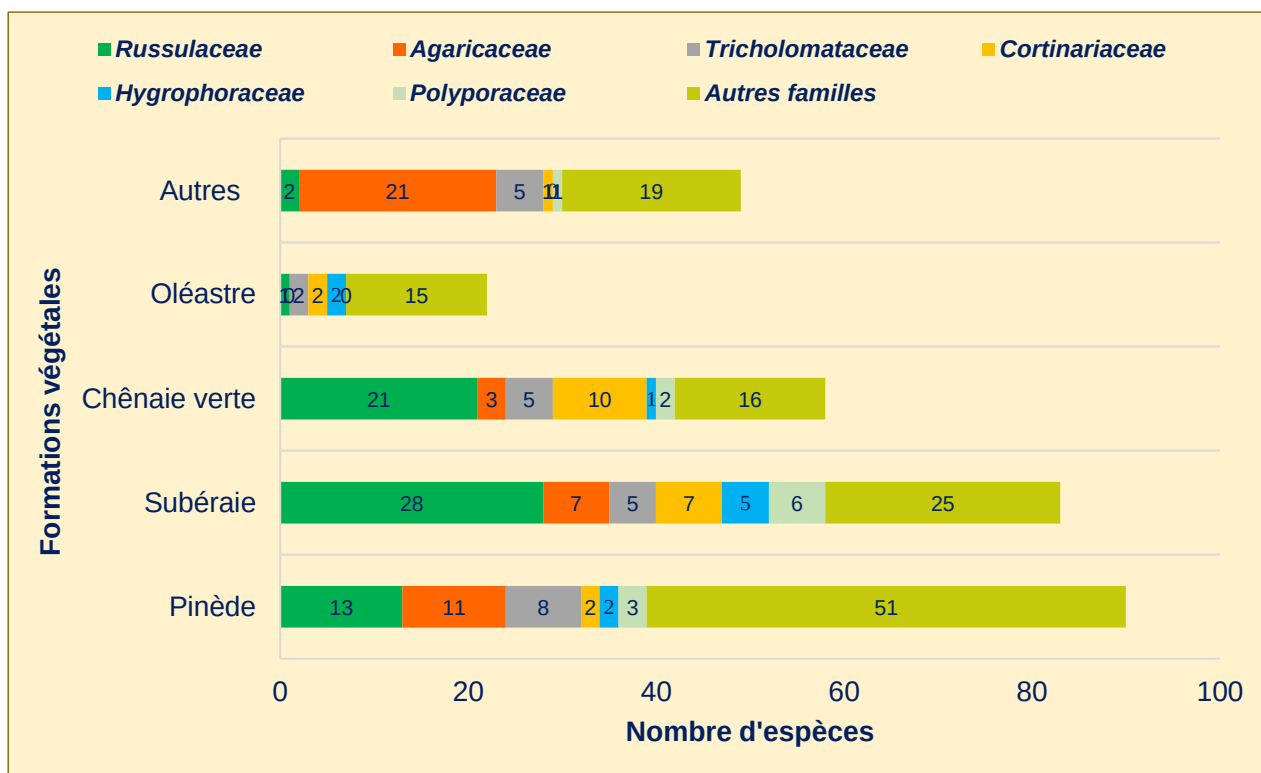


Fig. 54 : Variations de nombres des espèces de chaque famille dans les différentes les formations végétales.

2.4.3. Champignons supérieurs récoltés dans la formation Chênaie verte

La chênaie verte se trouve dans trois zones d'études à savoir le SIBE de Koudiat Taifour, le parc national de Talassemtane et la zone de Beni Foughal. L'analyse biométrique a permis de noter la présence de 57 champignons supérieurs appartenant aux 5 ordres, 17 familles et 27 genres. La plupart de ces espèces sont ectomycorhiziennes (40 espèces) (**Fig. 53**) dominant par les familles de *Russulaceae* (20 espèces) et *Cortinariaceae* (10 espèces) (**Fig. 54**). Selon l'intérêt des champignons récoltés dans la formation chênaie verte, 21 espèces sont comestibles, 3 médicinales et 4 nocives (**Tabl. 18**).

Tabl. 18 : Répartition de nombres des espèces à intérêt dans chaque formation végétale

Intérêts	Pinèdes	Subéraie	Chênaie verte	Oléastres	Autres
Comestibles	36	22	18	5	17
Médicinaux	6	3	-	1	2
Comestibles et médicinaux	14	4	3	1	6
Peuvent cultivés	13	6	2	2	10
Nocives	10	9	4	7	4

2.4.4. Champignons supérieurs récoltés dans la formation Oléastre

L'oléastre est présente dans la zone de SIBE de Ben Karrich, la zone de Mallalienne et la Zone de Beni Foughal. Cette formation réunit 22 espèces classées dans 4 ordres, 14 familles et 16 genres. Les champignons nocifs dominés dans cette formation avec 8 espèces suivi par les comestibles (6 espèces) et les médicinales (3 espèces) (**Tabl. 18**). Parmi les espèces recensées, 13 espèces sont saprotrophes et 9 ectomycorhiziennes (**Fig. 53**).

2.5. Champignons supérieurs récoltés selon les zones d'études

2.5.1. Champignons supérieurs récoltés dans la zone A : SIBE de KT et Plaine de CN

Au niveau de la zone de SIBE de Koudiat Taifour et la plaine de Cabo Negro, environ 10 sorties de récoltés ont été effectuées, ces sorties nous ont permis de récolter 123 champignons supérieurs de la pinède à *Pinus halepensis* reboisé. Ces espèces sont réparties dans 10 genres, 33 familles et 56 genres (**Tabl. 19**). Les 62 espèces recensées font partie du groupe des ectomycorhiziennes, et 60 espèces sont saprotrophes, tandis que 6 champignons sont soit saprotrophes et/ou parasites (**Tabl. 20**). Dans ce biotope, les espèces mycorhiziennes sont principalement associées à *Pinus halepensis* et sont généralement dans le SIBE de Koudiat Taifour. Ces espèces mycorhiziennes réparties dans les genres *Amanita*, *Boletinellus*, *Clavulina*, *Cortinarius*, *Hebeloma*, *Helvella*, *Hygrocybe*, *Hygrophorus*, *Laccaria*, *Lactarius*, *Lactifluus*, *Pisolithus*, *Tricholoma*, *Ramaria*, *Russula*, *Scleroderma*, *Suillus* et *Xerocomus*. La majorité des espèces ectomycorhiziennes classée dans la famille des *Russulaceae*, tandis que la plupart des espèces saprotrophes appartiennent à la famille des *Agaricaceae*. Cette zone regroupe la plupart des champignons identifiés. Cette richesse fongique comporte 88 champignons comestibles, 10 espèces médicinales et 9 espèces toxiques, avec 18 espèces d'intérêt culinaire et/ou médicinales sont cultivables (**Tabl. 21**).

Tabl. 19 : Répartition de nombres des taxons par zone d'étude et par formation végétale.

Zone d'étude	Ordre	Famille	Genre	Espèce	Formation Végétale
SIBE de Koudiat Taifour et Plaine de Cabo Negro	10	33	56	123	Subéraie + chênaies mixtes + pinède + acaciaie
SIBE de Koudiat Taifour (KT)	10	30	48	97	Subéraie dégradée + chênaies mixtes + pinède
Plaine de Cabo Negro (CN)	3	12	17	30	Subéraie dégradée + pinède + acaciaie
Mallalienne, Tétouan	5	13	18	24	Subéraie
SIBE de Ben Karrich	5	13	17	24	Pinède
Parc Naturel de Bouhachem	6	19	30	58	Subéraie + pinède
Derdara	5	14	20	37	Subéraie
SIBE de Jbel Bouhachem	4	12	15	19	Pinède + subéraie
Parc National de Talassemtane – Bab Taza	3	6	8	20	Chênaie verte + zénaies + cédraie + sapinière
Beni Foughal, Rbaa El Fouki	5	18	22	36	Chênaies mixtes + oléastre + pinède

2.5.2. Champignons supérieurs récoltés dans la zone B : Mallalienne

La zone de récolte Mallalienne est généralement une zone ouverte, caractérisée par la formation végétale de la subéraie dégradée. Les deux sorties de récoltes accomplies dans cette zone, nous ont permises de recenser la présence de 24 champignons supérieurs, réparties dans 18 genres, 13 familles, et 5 ordres (**Tabl. 19**), ces champignons classés dans l'embranchement des *Basidiomycota*. *Agaricaceae* est la famille dominée avec 7 espèces, suivi par *Polyporaceae* avec 4 espèces et *Lycoperdaceae* avec 3 espèces.

Les résultats d'observations ont montré que le nombre d'espèces saprotrophes est plus important dans la zone de Mallalienne soit 18 espèces par rapport aux espèces ectomycorhiziens soit 4 espèces, tandis que deux espèces sont parasite et/ou saprotrophes (**Tabl. 20**).

Le **Tableau 21** représente le nombre des champignons supérieurs récoltés selon leurs intérêts, ce tableau a révélé que la zone Mallalienne comporte 12 espèces comestibles, 7 médicinales et 2 toxiques. Huit espèces comestibles et/ou médicinales sont cultivables.

2.5.3. Champignons supérieurs récoltés dans la zone C : SIBE de Ben Karrich

La zone de SIBE Ben Karrich, connue au niveau national par sa richesse en plantes médicinales et aromatiques, constitue un biotope important pour les champignons supérieurs. En

effet, l'évaluation biométrique a permis de noter la présence de 24 espèces, réparties dans 17 genres, 13 familles et 5 ordres (**Tabl. 19**). Tous les champignons de cette zone sont des *Agaricomycetes*. La majorité de ces espèces appartient à l'ordre d'*Agaricales* (14 espèces), et *Russulales* (5 espèces). Le **Tableau 20** montre que les champignons saprotrophes représentent 75% (18 espèces) des espèces inventoriées dans cette zone, tandis que les ectomycorhiziennes représentent 25% (6 espèces). Selon l'intérêt de champignons, les 24 espèces récoltées contiennent 6 champignons comestibles, 4 espèces comestibles et médicinales, une espèce toxique, et deux espèces cultivables (**Tabl. 21**). Tandis les restes des espèces sont sans intérêts.

2.5.4. Champignons supérieurs récoltés dans la zone D : Parc Naturel de Bouhachem

L'inventaire mycologique des champignons supérieurs réalisés au niveau du Parc Naturel de Bouhachem, nous a permis de récolter 58 espèces et d'identifier la plupart de ces espèces. 37 espèces récoltées dans le site de Derdara sous la plante *Quercus suber*, tandis que 19 espèces sont récoltées dans la subéraie et la pinède à *Pinus pinaster* de SIBE de Jbel Bouhachem. Tous les champignons récoltés dans cette zone de PNB sont des basidiomycètes appartenant à 30 genres qui ont été inventoriées réparties dans 19 familles et 6 ordres (**Tabl. 19**). La majorité des espèces récoltées dans cette zone appartiennent à la famille *Russulaceae* (10 espèces) et *Cortinariaceae*, *Entolomataceae* et *Tricholomataceae* (6 espèces pour chacune). Il convient de noter que cette zone présente trois types des champignons, il s'agit des ectomycorhiziennes dominée avec 35 espèces, suivi par les saprotrophes avec 10 espèces et enfin 3 espèces parasites et/ou saprotrophes (**Tabl. 20**). L'évaluation biométrique a montré que cette zone comporte 18 espèces comestibles, 10 espèces médicinales et 9 espèces toxiques. 3 espèces comestibles et/ou médicinales sont cultivables (**Tabl. 21**).

Tabl. 20 : Variation de nombres des espèces comestibles, médicinales, cultivables et nocives dans chaque zone d'étude.

Zones d'études	Champignons				
	Comestibles seulement	Médicinaux seulement	Comestible et médicinaux	Cultivables	Toxiques
SIBE de Koudiat Taifour – Plaine de Cabo Negro	65	5	13	16	12
Mallalienne, Tétouan	7	2	5	8	2
SIBE de Ben Karrich	-	-	4	2	1
Parc Naturel de Bouhachem	12	4	6	3	9
Parc National de Talassemtane	2	-	-	-	2
Beni Foughal, Taza	12	1	3	2	6

2.5.5. Champignons supérieurs récoltés dans la zone E : PNTLS – Bab Taza

Trois sorties de récoltes ont été effectuées à la zone du Parc national de Talassemtane – Bab Taza, cette zone est caractérisée par les formations végétales Chênaie verte, zénaie, cédraie et sapinière. L'étude des champignons supérieurs de cette zone nous a permis d'inventorier 20 espèces, qui sont réparties dans 8 genres, 6 familles et 3 ordres (**Tabl. 19**). La majorité des espèces récoltées dans cette zone sont des *Cortinarius* avec 10 spécimens. A l'exception de *Pholiota lubrica*, toutes les espèces inventoriées sont ectomycorhiziennes (**Tabl. 20**). Seulement deux champignons récoltés au PNTLS- Bab Taza sont comestibles, tandis que deux espèces sont toxiques. Le reste (14 espèces) est encore sans aucuns intérêts (**Tabl. 21**).

2.5.6. Champignons supérieurs récoltés dans la zone F : Beni Foughal

La zone de Beni Foughal est un peu loin des autres zones du Nord, mais contient un habitat très important pour la fructification des champignons supérieurs. Cette zone prérimaie du Nord du Maroc n'a pas connue d'études sur la biodiversité mycologique et la biodiversité des plantes médicinales et aromatiques. Pour cela, nous avons choisi cette zone de mon origine pour bien la valoriser et de contribuer à la connaissance de la mycologie de cette région.

Deux sorties de récoltes effectuées dans une semaine de mois d'avril 2015, nous ont permis de récoltés plus de 36 espèces fongiques dans des sites dominés soit par la formation végétale de chênaies mixtes, ou oléastre ou de reboisement de la pinède. Les 36 espèces identifiées sont réparties dans 22 genres, 18 familles, et 5 ordres (**Tabl. 19**). 30 espèces appartiennent à l'embranchement des *Basidiomycota*, tandis qu'*Ascomycota* est représenté par 6 espèces qui sont classées dans l'ordre de *Pezizales*. Cette zone de Beni Foughal est constituée le plus grand nombre des *Ascomycètes* en comparaison avec les autres zones d'étude. La majorité de ces espèces d'ascomycètes sont appartenant au genre de *Helvella* (4 espèces).

La diversité fongique de Beni Foughal est dominée par l'ordre des *Agaricales* (18 espèces), suivi par *Pezizales* (6 espèces), *Boletales* (6 espèces), *Russulales* (5 espèces), enfin l'ordre des *Geastrales* avec un seul champignon. 21 espèces de cette diversité fongique sont ectomycorhiziennes, 15 espèces sont saprotrophes et une espèce parasite (**Tabl. 20**). L'analyse biométrique des champignons selon leurs intérêts a été révélé la présence de 15 champignons comestibles, 4 médicinales et 6 toxiques dans l'écosystème naturel de Beni Foughal, avec 2 espèces cultivables (**Tabl. 21**).

Tabl. 21 : Répartition de nombres des espèces ectomycorhiziennes, saprotrophes et parasites en fonction de la zone d'étude.

Zones d'études	Ectomycorhiziens	Saprotrophes	Parasites et/ou saprophytes
SIBE de Koudiat Taifour - Cabo Negro	62	60	6
Mallalienne, Tétouan	4	18	2
SIBE de Ben Karrich	6	18	-
Parc Naturel de Bouhachem	35	19	3
Parc National de Talassemtane	19	1	-
Beni Foughal, Taza	21	15	1

2.6. Listes descriptives des principales champignons supérieurs récoltés au Nord du Maroc

De plus de 240 champignons supérieurs récoltés aux régions du Nord du Maroc, nous avons pu identifier et décrire environ de 150 espèces prenant leurs importance culinaire, médicinales et leurs nocivités, ainsi si déjà cultivables. La description de chaque espèce a été basée sur plusieurs caractères macroscopiques, microscopiques, écologiques et physico-chimiques. Cette description a été réalisée à l'aide de nombreuses clés de détermination, bases des données mycologiques et publications scientifiques cités précédemment.

Ici, nous avons choisi seulement une liste d'une trentaine de principaux champignons récoltés, identifiés et décrits. Cette liste des espèces comprend la classe des Ascomycètes, puis la classe des Basidiomycètes, avec les différents ordres. Dans chacun des ordres, les espèces sont présentées par ordre alphabétiques. Les espèces sont présentées par leurs noms scientifiques suivit par leur synonymes, leur famille, leur mode de vie, les dates et lieux de récolte et l'habitat, leur description et enfin leur intérêt soit culinaire, médicinale ou nocive. Chaque espèce a été décrite et illustrée dans le but d'établir prochainement un catalogue ou un guide des champignons supérieurs du Nord du Maroc.

2.6.1. Ascomycètes : Pézizales

⇒ ***Gyromitra esculenta*** (Pers.) Fr. 1849. (**Fig. 55**)

Synonymes : *Helvella esculenta* = *Physomitra esculenta*

Cette espèce de la famille des *Discinaceae* a été récoltée en avril 2015, sous la plante *Olea europea* solitaire sur un substrat sableux dans la zone de Beni Foughal. *G. esculenta* est une espèce de mode de vie saprotrophe, potentiellement ectomycorhizien vivant en association avec leur plante hôte.



Fig. 55 : *Gyromitra esculenta* : A. *in situ* | B. ascomarque complète avec leur tête et stipe.

- **Description :** La **tête** de *Gyromitra esculenta* est cérébriforme plus ou moins arrondi, irrégulièrement lobé, brun jaunâtre à brun sombre ou à reflets rougeâtres, à **marge** fusionnée au stipe. Le **chair** est mine et cassante. Le **stipe** est d'un carné pâle, crème à brun violacé/lisse ou un peu côtelé et devenant lacuneux à maturité. Il est court, sillonné d'un couleur blanc.
- **Intérêt culinaire :** *G. esculenta* est l'un des champignons connus sous le nom de fausses morilles. Il est récolté et consommé par de nombreuses personnes dans le nord de l'Europe et aussi aux États-Unis, bien qu'il soit toxique, voire mortel, s'il n'est pas correctement séché et bouilli (PRIVAL, 2003).

⇒ ***Peziza badia*** Pers., 1800 (**Fig. 56**).

Synonymes : *Legaliana badia* = *Scodellina badia* = *Helvella cochleate* = *Galactinia badia*

Peziza badia est largement trouvé en groupes sous le chêne vert de SIBE de Koudiat Taifour sur un substrat siliceux humide. Elle est une espèce saprotrophe classée dans la famille des *Pezizaceae*, elle a été récoltée en janvier 2017.

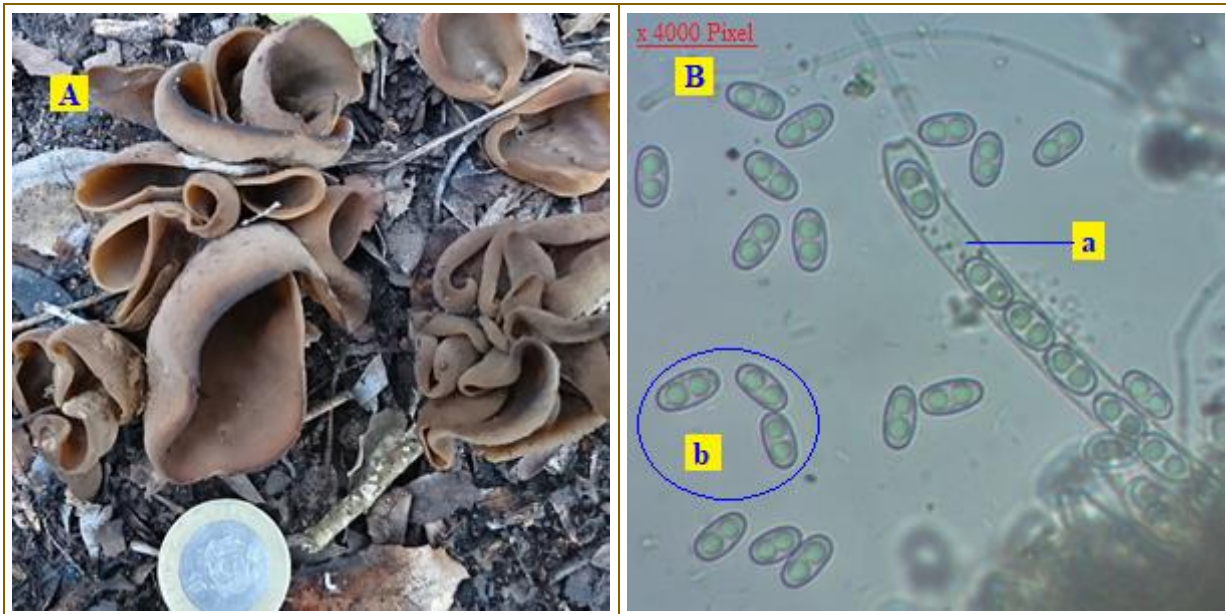


Fig. 56 : *Peziza badia*. A. *in situ* : ascocarpes | B. caractères microscopiques : a. asque et b. ascospores.

- **Description** : l'**apothécie** de 2 à 6 cm de large, lobée, ondulée, sessile, globuleux, puis cupuliformes, finalement aplatis et irrégulièrement plissés, avec un pédoncule court. L'**hyménophore** est lisse, cassante, d'un couleur brun rouge à brun foncé, généralement teinté d'olivâtre, un peu plus clair à l'extérieur. La **chair** est très mince, fragile et brun-rouge. Les **asques** sont cylindriques, arrondies à tronquées à l'apex, operculés, à 8 ascospores. Les **ascospores** sont elliptiques, avec deux guttules.
- **Intérêt culinaire** : c'est un champignon considéré comme comestible à condition de bien cuit. Il est toxique s'il est consommé cru ou insuffisamment cuit.

2.6.2. Basidiomycètes

a) Agaricales

⇒ ***Agaricus bisporus*** (J.E. Lange) Imbach : (**Fig. 57**).

Synonymes : *Psalliota bispora* = *Agaricus brunnescens* = *Agaricus hortensis*

Agaricus bisporus est largement connu sous le nom de champignon de Paris. Ce champignon saprotrophe a été récolté en mars et décembre 2016 dans la formation Acaciaie de la zone A (SIBE de Koudiat Taifour et Plaine de Cabo Negro), ainsi trouvé sous u pied de *Quercus suber* dans la plaine du Mallalienne en mai 2016.



Fig. 57 : *Agaricus bisporus*. A. *in situ* | A. et B. caractères macroscopiques : chapeau, hyménophore et stipe | a. caractère microscopique : basidiospores.

- **Description** : le **chapeau** de 5 à 10 cm de diamètre, globuleux, puis hémisphérique à convexe charnu, épais et sec, blanchâtre puis fibrilleux de brun-roussâtre écailleux, la marche est appendiculée ou laineuse, à **marge** lisse enroulée vers l'intérieur, puis cannelée avec l'âge. L'**hyménophore** à lames libres à maturité, étroites à large, serrée, roses puis brunâtres, en brun chocolaté. La **chair** est blanchâtre puis brunâtre, orange rosâtre, odeur fongique. Le **stipe** de 3 à 8 cm, cylindrique, souvent trapu et épais, ferme, blanchâtre avec un **anneau** blanc puis brunâtre, étroit et cotonneux. Les **basidiospores** sont brunes, ellipsoïdes à obovées.
- **Intérêt culinaire** : c'est un champignon comestible de choix, cultivé, vendu commercialement et le plus consommé dans le monde. Il existe des compléments alimentaires à base de ce champignon.

- *Intérêt médicinal* : *A. bisporus* a une activité antioxydante, antimicrobiennes, anti-inflammatoire, antitumorale et immunomodulatrice (MUSZYNSKA *et al.*, 2017), etc.

⇒ ***Agaricus bitorquis*** (Quél.) Sacc. (1887) (**Fig. 58**).

Synonymes : *Agaricus rodmanii* = *Agaricus edulis*.

Agaricus bitorquis a été récolté dans la zone A, en janvier 2018 sous l'*Acacia sp.*, de la plaine de Cabo Negro et en décembre 2016 sous *Pinus halepensis* du SIBE de Koudiat Taifour, ainsi, collecté en mai 2016 dans la formation dégradée de subéraie de la zone Mallalienne.

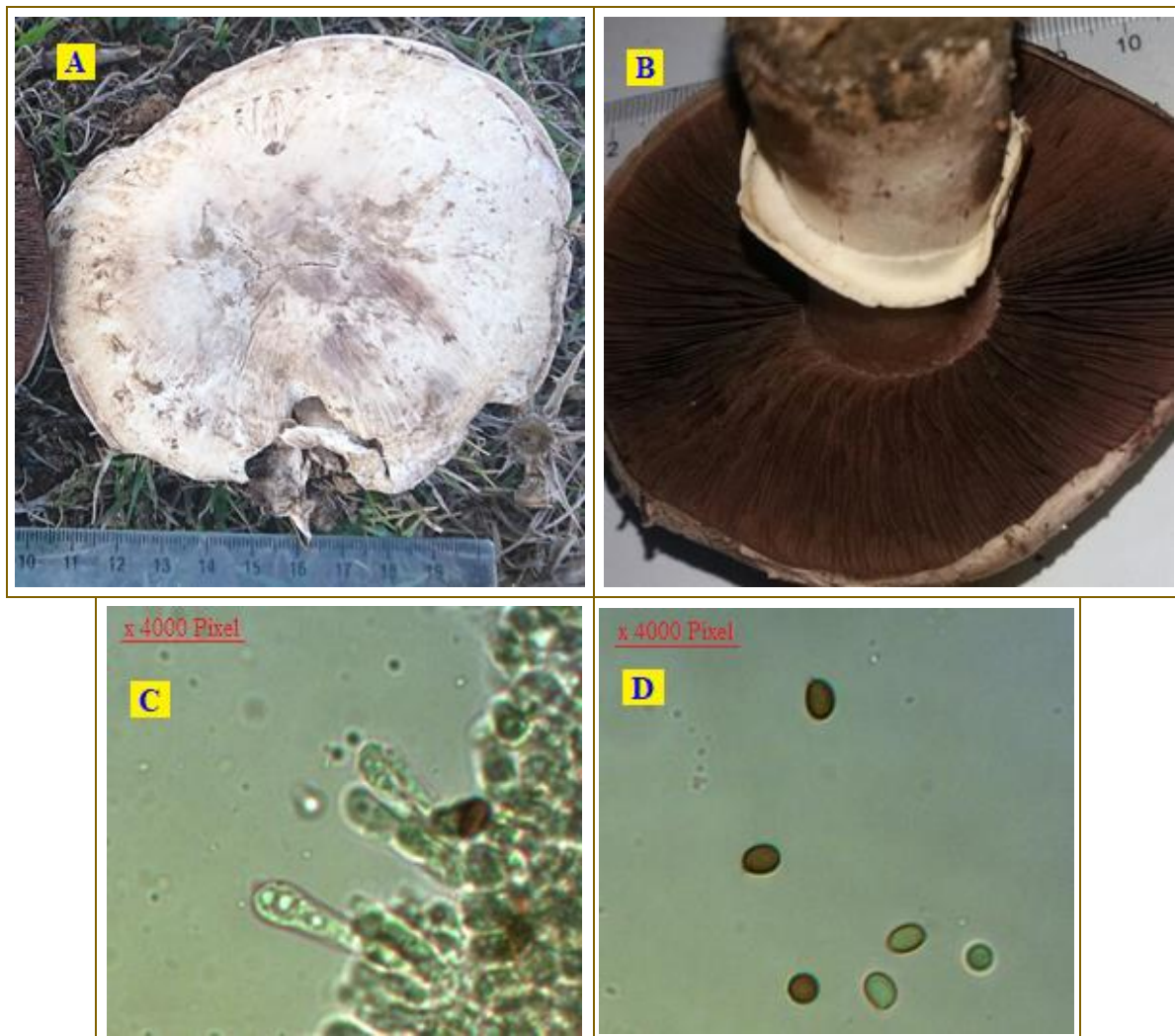


Fig. 58 : *Agaricus bitorquis*. A. *in situ* | A. et B. caractères macroscopiques : chapeau (A), hyménophore, stipe et anneau (B) | C. et D. caractères microscopiques : basides (C) et basidiospores (D).

- *Description* : le **chapeau** de 5 à 12 cm de diamètre, subglobuleux puis convexe et aplani au centre, charnu, sec, sublisce, blanc sale à ocracé pâle, à **marge** épaisse, enroulée concolore au chapeau. L'**hyménophore** à lames libres, étroites, serrées, rose pâle puis brunes foncé, enfin brun noirâtre. La **chair** est beige pâle à rosée, blanchâtre, épaisse, extrêmement ferme, avec un odeur fongique forte. Le **stipe** de 4 à 10 cm, cylindrique, blanc ou pâle, blanc à brun, très ferme, plein, lisse, avec un **anneau** double, épais, coalescent avec le sommet de l'armille valviforme. Les **basides**

cylindriques-clavées, à 4 basidiospores. Les **basidiospores** sont brunes, ellipsoïdes, avec apicule.

- *Intérêt culinaire* : c'est un champignon comestible de choix, cultivé et vendu commercialement.
- *Intérêt médicinal* : *A. bitorquis* riches en polysaccharides, il a des activités biologiques tels que, activité antioxydante, anti-inflammatoire, antimicrobiennes, antitumorale, anti-hypoxie, anticholinestérase, immunomodulatrice, etc. (LIN *et al.*, 2021 ; ÖZTÜRK *et al.*, 2011).

⇒ ***Agaricus campestris*** L. Fr. (1753) (**Fig. 59**).

Synonymes : *Psalliota campestris*

Ce champignon est largement trouvé dans les zones A, B et C. Dans la zone A a été récolté en mars 2018 sur un sol nu de plaine de Cabo Negro, dans la zone B (Mallaliennne) a été trouvé en janvier 2015 et mai 2016 sous des pieds de *Quercus suber*. Tandis que, il est récolté en mars 2015 sous *Pinus halepensis* de la SIBE de Ben Karrich. *A. campestris* est une espèce cultivable de mode de vie saprophyte appartenant à la famille des *Agaricaceae*.



Fig. 59 : *Agaricus campestris*. A. *in situ*, aspects morphologiques : chapeau, hyménophore et stipe | B. caractère microscopique : basidiospores

- *Description* : *A. campestris* est caractérisé par un **chapeau** de 5 à 10 cm de diamètre, il est blanc à blanchâtre jusqu'à grisâtre, lisse ou fibrilleux, globuleux puis hémisphérique et enfin convexe, parfois recouvert de mèches, à **marge** lisse, incurvée et simple. L'**hyménophore** à lames libres, larges, étroites, serrées, roses puis brunâtres, enfin brunes noirâtres. La **chair** est ferme, blanche immuable. Le **stipe** est de haut de 3 à 5 cm, fusiforme, blanc crème, robuste, cylindrique, farci puis creux, avec un **anneau** blanc, cotonneux, fragile et disparaissant rapidement. Les **basidiospores** sont brun foncé et ellipsoïdes.

- *Intérêt culinaire* : c'est champignon comestible de choix.
- *Intérêt médicinal* : *A. campestris* a été montré plusieurs activités biologiques tels que, activité antioxydante, antimicrobienne, anticancer (KOSANIC *et al.*, 2017), etc.

⇒ ***Agaricus impudicus*** (Rea) Pilát (1951) (**Fig. 60**).

Synonymes : *Agaricus variegans* = *Psalliota impudica*

A. impudicus est un champignon saprotrophe de la famille des *Agaricaceae*, il a été récolté durant le mois de décembre 2016 sous *Pinus halepensis* au niveau de la plaine de Cabo Negro. Ainsi, *A. impudicus* est largement trouvé sous *P. halepensis* de SIBE de Koudiat Taifour.



Fig. 60 : *Agaricus impudicus*. A. *in situ*, chapeau | B. hyménophore, stipe et anneau | C. basidiospores.

- *Description* : le **chapeau** de 5-12 cm de diamètre, hémisphérique puis convexe et aplatie voire déprimée au centre, de couleur brun foncé et la surface déchirée en écailles brun grisâtre foncé légèrement concentriques, à **marge** épaisse, incurvée, blanchâtre. L'**hyménophore** à lames fines, libres, serrées, roses grisâtres, brune avec l'âge. La **chair** est blanchâtre, immuable. Le **stipe** de 5-12 cm de haut, cylindrique, à base légèrement bulbeuse, pourvu d'un anneau membraneux blanc, le stipe blanc, brunissant avec l'âge, lisse au-dessus de l'**anneau** et finement écailleuse en dessous. Les **basidiospores** sont brun chocolat et ellipsoïdes.
- *Intérêt culinaire* : ce champignon est considéré comme un bon comestible en Italie. Il est cultivable

⇒ ***Amanita pantherina*** (DC ex Fr) Secr (**Fig. 61**).

Synonymes : *Amanitaria pantherina*

Amanita pantherina est une espèce ectomycorhizienne appartenant à la famille des *Amanitaceae*, elle a été récoltée en décembre 2016 sous la plante *Pinus halepensis* au niveau de la zone du SIBE de Koudiat Taifour.

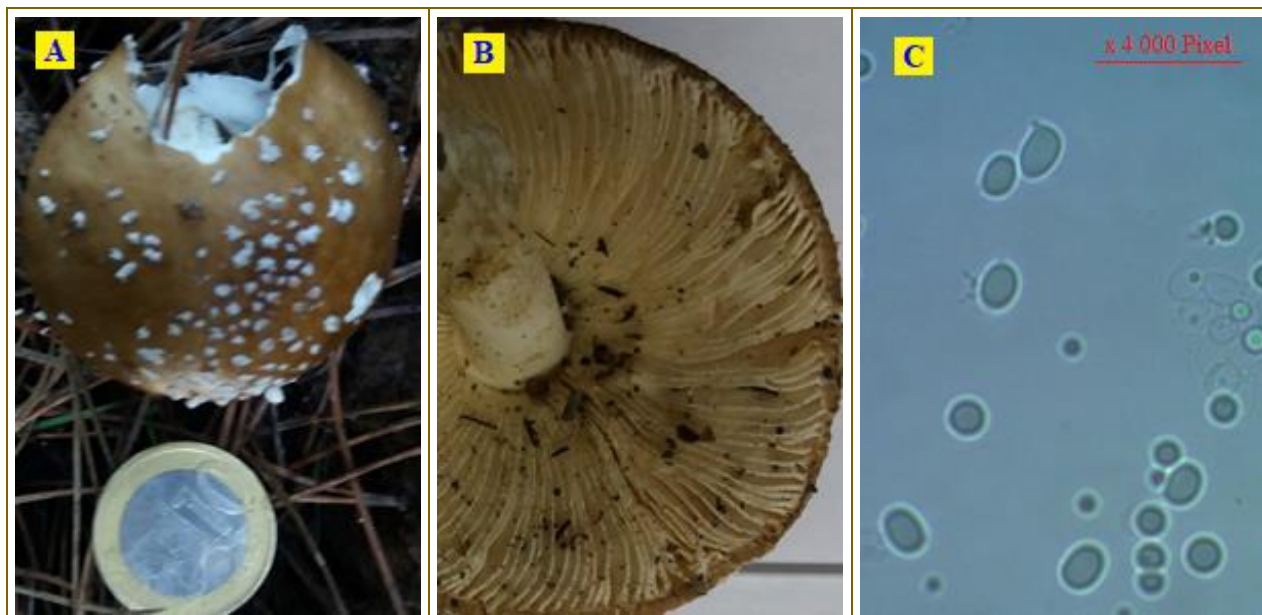


Fig. 61 : *Amanita pantherina*. A. *in situ* | A. et B. caractères macroscopiques : chapeau (A), hyménophore et stipe (B) | C. caractère microscopique : basidiospores.

- **Description** : le **chapeau** de 4-10 cm de diamètre, il est globuleux à convexe puis étalé, fragile, brun à beige-brun, couvert de petits flocons blancs réguliers donnant un aspect de flocons de neige qui facilement disparaissent, à **marge** arrondie, régulière, striée-cannelée. L'**hyménophore** à lames libres, assez serrées, blanchâtres. La **chaire** est mince et blanche immuable. Le **stipe** de 3-12 cm de haut, blanc, crème, sublisce, bulbeux, avec un **anneau** blanc, lisse, membraneux. Les **basidiospores** sont ellipsoïdes.
- **Intérêt culinaire** : c'est un champignon toxique.
- **Intérêt médicinal** : *A. pantherina* est considéré comme champignon psychoactive (HOFFMAN, 2019).

⇒ ***Apioperdon pyriforme*** (Schaeff.) Vizzini (**Fig. 62**).

Synonymes : Lycoperdon pyriforme = Morganella pyriformis

C'est un champignon saprotrophe largement trouvé en nombreux individus dans trois zones de récolte. *A. pyriforme* appartient à la famille de *Lycoperdaceae*, il est récolté sous *Pinus halepensis* de SIBE de Ben Karrich en mars 2015 et sous *Quercus suber* à Beni Foughal en avril 2015 et à Mallalienne en mai 2016.

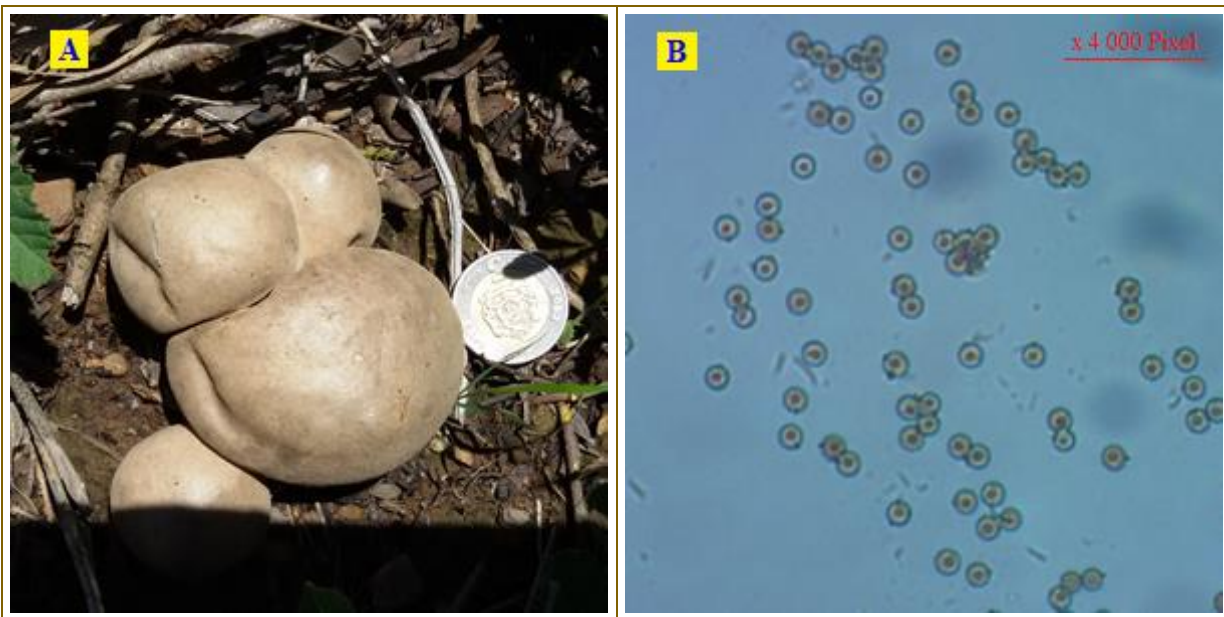


Fig. 62 : *Apioperdon pyriforme*. A. *in situ*, caractères macroscopiques | B. caractère microscopique : basidiospores.

- **Description** : le **carpophore** de 3-10 cm de diamètre, en poire, piriforme, subglobuleux, ovoïde, constitué d'une tête arrondie portée par un pied conique, fixé au substrat par des nombreux rhizomorphes épais et distincts. L'**exopérédie** est finement granuleuse à verruqueuse, brunâtre puis lisse, gris beige, beige brunâtre et brunâtre. L'**endopérédie** est lisse, papyracée, blanchâtre puis brunâtre clair, s'ouvrant par un pore apical à maturité. La **gléba** est ferme et blanche puis spongieuse et jaune verdâtre, poudreuse et brun olivacé à maturité, **subgléba** finement celluleuse, blanche, ouateuse et pulvérulente. Les **basidiospores** sont brunes, sphériques avec une guttule centrale.
- **Intérêt culinaire** : Il est un champignon comestible de choix lorsqu'il est jeune et la chair interne est blanche.
- **Intérêt médicinal** : *A. pyriforme* a des activités biologiques tels que, antioxydante, antibactérienne, antifongique, cytotoxique (THU *et al.*, 2020), etc.

⇒ ***Armillaria mellea*** (Vahl) P.Kumm. (1871) (**Fig. 63**).

Synonymes : *Armillariella mellea* = *Clitocybe mellea* = *Lepiota mellea*

Armillaria mellea est communément appelée Armillaire couleur de miel, elle est une espèce parasite puis saprotrophe appartenant à la famille des *Physalacriaceae*. Cette espèce a été collectée en groupe durant le mois de décembre 2017 sur les racines de la plante *Quercus suber* dans le site de la zone d'étude D (Derdara).

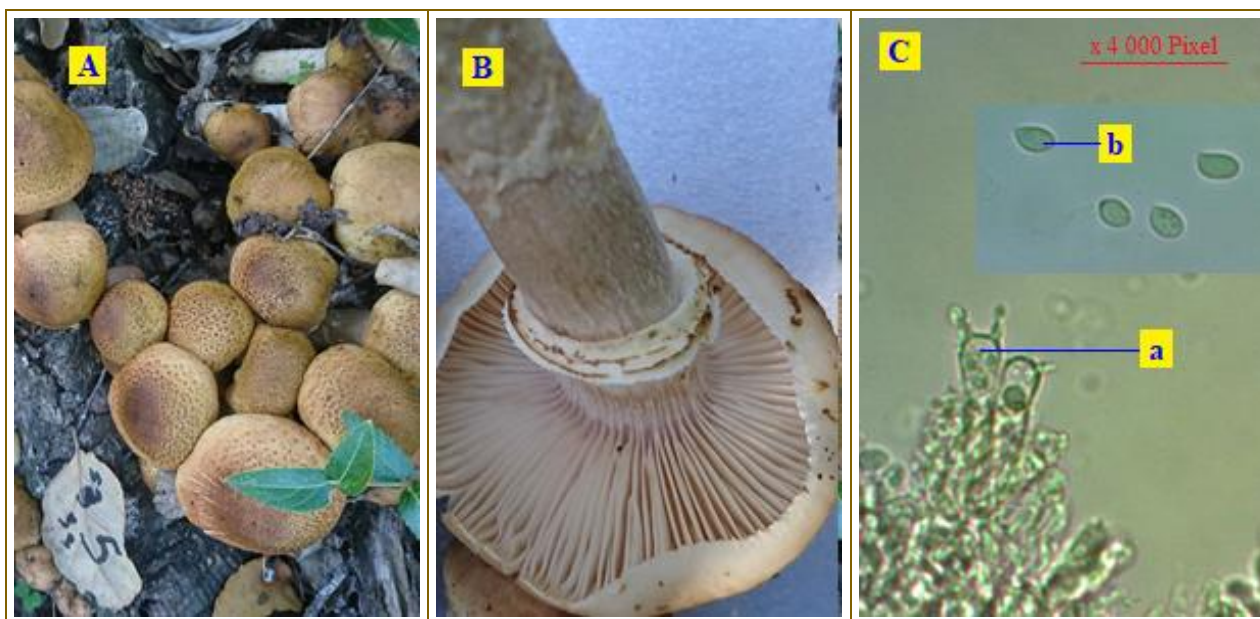


Fig. 63 : *Armillaria mellea*. A. *in situ* | A. et B. caractères macroscopiques : chapeau (A), hyménophore, pied et anneau (B) | C. caractères microscopiques : a. baside et b. basidiospores.

- **Description** : le **chapeau** de 3 à 15 cm de diamètre, il est de couleur de miel, assez charnu, globuleux, puis convexe et étalé, sec à viscidule, à fines squamules brunâtres, érigées, plus denses au centre, plus vers les bords, à **marge** est mince, incurvée, légèrement striés, puis ondulée avec l'âge. L'**hyménophore** à lames adnées à un peu décurrents, inégales, blanches puis crèmes. La **chair** est ferme, blanche à crème, coriace dans le stipe. Le **stipe** est de 6 à 20 de haut, cylindrique, fibreux, lisse et pâle vers l'apex, blanc au début, puis jaunâtre à brun olive avec l'âge, à **anneau** pelucheux ou membraneux crème. Les **basides** à 2-4 stérigmates, non bouclées à la base. Les **basidiospores** sont blanches, ellipsoïde plus ou moins ovoïdes.
- **Intérêt culinaire** : il est considéré un bon comestible surtout lorsqu'encore en bouton et bien cuit.
- **Intérêt médicinal** : *A. mellea* possède diverses activités pharmacologiques, y compris activité immunomodulatrice, antitumorale, antioxydante, antimicrobienne, anti-inflammatoire, anti-quorum, cytotoxicité (CHEN *et al.*, 2020 ; KOSTIC *et al.*, 2017), etc.

⇒ ***Calvatia utriformis*** (Bulliard) Jaap (1917) (**Fig. 64**).

Synonymes : *Lycoperdon utriforme* = *Handkea utriformis* = *Calvatia caelata*

Calvatia utriformis est une espèce saprotrophe de la famille des *Lycoperdaceae*, elle est récoltée durant l'année 2016 dans trois zones d'étude, la zone Mallalienne sous *Juniperus phoenicea* en mai, la zone SIBE de Koudiat Taifour à sol nul en mars, et dans la zone SIBE de Ben Karrich sous *Pinus halepensis* en avril. *C. utriformis* est largement et largement trouvé dans ces trois zones d'étude.



Fig. 64 : *Calvatia utriformis*. A. carpophore *in situ* | B. carpophore inversé *in situ* | C. basidiospores.

- **Description** : le **carpophore** de 3-8 cm de diamètre et de 5-10 cm de hauteur, il est subpiriforme, subglobuleux, pourvu d'une base stérile, large et courte. L'**exopéridie** est floconneux, fragile, tesselé, surbaissées à la fin blanchâtre, brunissant par la pointe. L'**endopéridie** est mince, membraneux, papyracé, grisâtre à ambré. La **gléba** est fragile, molle et blanche, puis jaunâtre, enfin brun olivacé. Les **basidiospores** sont globuleuses, brunes avec une guttule.
- **Intérêt culinaire** : Comestible lorsque la gléba (glèbe) est blanche et homogène.
- **Intérêt médicinal** : *C. utriformis* a des propriétés médicinales tels que, antioxydante, antibactérienne et antifongique (DULGER, 2005 ; SEZGIN *et al.*, 2020), etc.

⇒ **Cortinariaceae - Cortinarius trivialis** J.E. Lange (1938) (**Fig. 65**).

Synonymes : *Cortinarius collinitus* = *Cortinarius mucifluus*

Cortinarius trivialis est une espèce ectomycorhizienne classée dans la famille des Cortinariaceae, elle est récoltée dans trois zones et formations végétales différentes :

- ✓ Récoltée en décembre 2014 dans la formation végétale de chênaie mixte (chênaie verte et zénaie) au niveau du PNTLS - Bab Taza (zone E).
- ✓ Récoltée en janvier 2015 dans la formation végétale subéraie à Derdara (zone D).
- ✓ Récolté en décembre 2016 dans la formation végétale acaciaie de SIBE de Koudiat Taifour.



Fig. 65 : *Cortinarius trivialis*. A. *in situ* | Caractères macroscopiques : chapeau (A et B), stipe (B et C) hyménophore (C) | D. caractères microscopiques : a. baside et b. basidiospores.

- **Description** : le **chapeau** de 3-8 cm de diamètre, conique-campanulé, puis convexe ou aplati, à surface lisse, extrêmement visqueuse, de couleur brun orangé à brun rougeâtre, souvent teinté d'olivacé, plus pâle vers le pourtour, à **marge** enroulée, parfois plissée. L'**hyménophore** à lames serrées, adnées, crèmeuses, argile pâle, bleu grisâtre à gris jaunâtre, puis ocre, brunes rouille avec l'âge. La **chair** est blanchâtre, brune vers la base de stipe. Le **stipe** de 5-12 cm de hauteur, cylindrique, couvert de bourrelets visqueux, blanchâtres au sommet et brunâtres dans le reste. Les **basides** sont clavées, à 4 stérigmates. Les **basidiospores** sont ellipsoïdes à amygdaloïde (en forme d'amande).
- **Intérêt culinaire** : *C. trivialis* est considéré comme un champignon non comestible.

⇒ ***Cyclocybe cylindracea*** (de Candolle) Vizzini & Angelini (2014) (**Fig. 66**).

Synonymes : *Cyclocybe aegerita* = *Agrocybe aegerita* = *Agrocybe cylindracea* = *Pholiota cylindracea*

Cyclocybe cylindracea est un champignon lignicole saprotrophe appartenant à la famille des *Tubariaceae*, il est retrouvé en groupe sur les racines de chêne vert en décembre 2017 au niveau du SIBE de Koudiat Taifour.



Fig. 66 : *Cyclocybe cylindracea*. A. *in situ* | A. et B. caractères macroscopiques : chapeau, hyménophore, stipe et anneau | C. caractères microscopiques : a. baside et b. basidiospores.

- **Description** : le **chapeau** est de 6 à 12 cm de diamètre, blanc-crème, hémisphérique, convexe avec les bords tournés vers le bas, à **marge** enroulée puis droite. L'**hyménophore** à lames adnées à subdécurrentes, serrées avec l'âge, inégales, beige pâle puis brunâtres, facilement détachable de la chair. La **chair** est ferme et blanche. Le **stipe** est de 8 à 15 cm de hauteur, chiné, coriace, cylindrique, avec des mèches et un **anneau** blanc, membraneux ample. Les **basides** sont claviforme, à 4 stérigmates. Les **basidiospores** sont ellipsoïdes, olivâtres.
- **Intérêt culinaire** : Bon comestible, cultivé commercialement et c'est un ingrédient typique de la cuisine d'Europe du Sud et de la cuisine chinoise.
- **Intérêt médicinal** : *C. cylindracea* a des activités biologiques tels que, activité antioxydante, antibactérienne, antimicrobienne, antitumorale (LIANG *et al.*, 2014 ; PETROVIC *et al.*, 2014), etc.

⇒ ***Lepiota cristata*** (Bolton) P.Kumm. (1871) (**Fig. 67**).

Synonymes : Agaricus cristatus = Lepiotula cristata

Lepiota cristata est une espèce saprotrophe appartenant à la famille des *Agaricaceae*, elle est récoltée sous *Eucalyptus sp.* au niveau du SIBE de Koudiat Taifour, le mois décembre 2016.

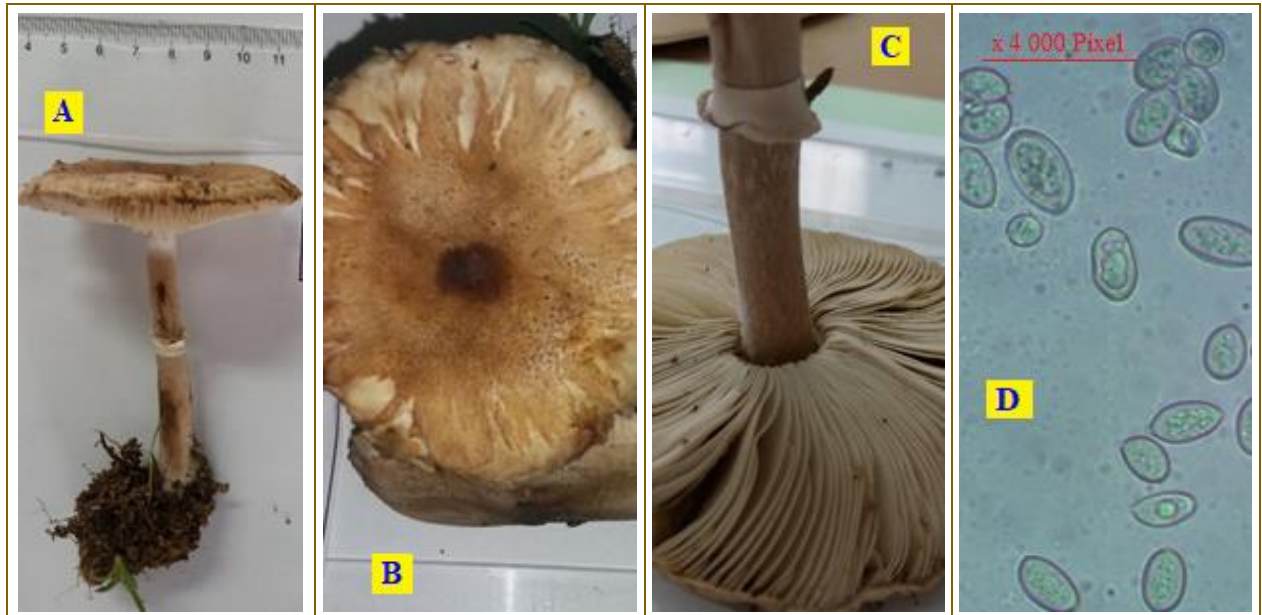


Fig. 67 : *Lepiota cristata*. Caractères macroscopiques : chapeau (A et B), pied et anneau (A) et hyménophore (C) | D. caractère microscopique : basidiospores

- **Description** : le **chapeau** de cette lépiote est de 3 à 8 cm de diamètre, convexe à campanulé puis étalé, mamelonné. Il est un peu hydrophane, contenant un revêtement se dilacérant en écailles concentriques ochracées, brun foncé, brunes à fauves, fond blanchâtre, à **marge** incurvée, légèrement ondulée avec l'âge. L'**hyménophore** à lames libres, serrées, espacées, blanches, à arêtes finement crénelées. La **chair** est mince, fragile et blanche. Le **pied** est de 6 à 10 cm de longueur, blanc puis rosé, légèrement bulbeux, avec un **anneau** membraneux ample, fragile, blanc. Les **basidiospores** sont ellipsoïdes, cunéiformes, éperonnées ou en forme d'obus.
- **Intérêt culinaire** : c'est un champignon très toxique, voire mortel.

⇒ ***Lepista nuda*** (Bulliard) Cooke (1871) (**Fig. 68**).

Synonymes : *Clitocybe nuda* = *Agaricus nudus* = *Tricholoma nudum* = *Rhodopaxillus nudus*

Lepista nuda est une espèce de la famille des *Tricholomataceae* (Incertae sedis) d'un mode de vie saprophyte. Ce champignon est largement trouvé dans les zones d'étude, où il a été récolté en janvier 2015 sous *Eucalyptus sp.* de la zone Mallalienne et sous *Olea oleaster* de la zone Derdara (PNB), ainsi récolté en mars 2016 sous la pinède de SIBE de Koudiat Taifour et de Jbel Bouhachem.

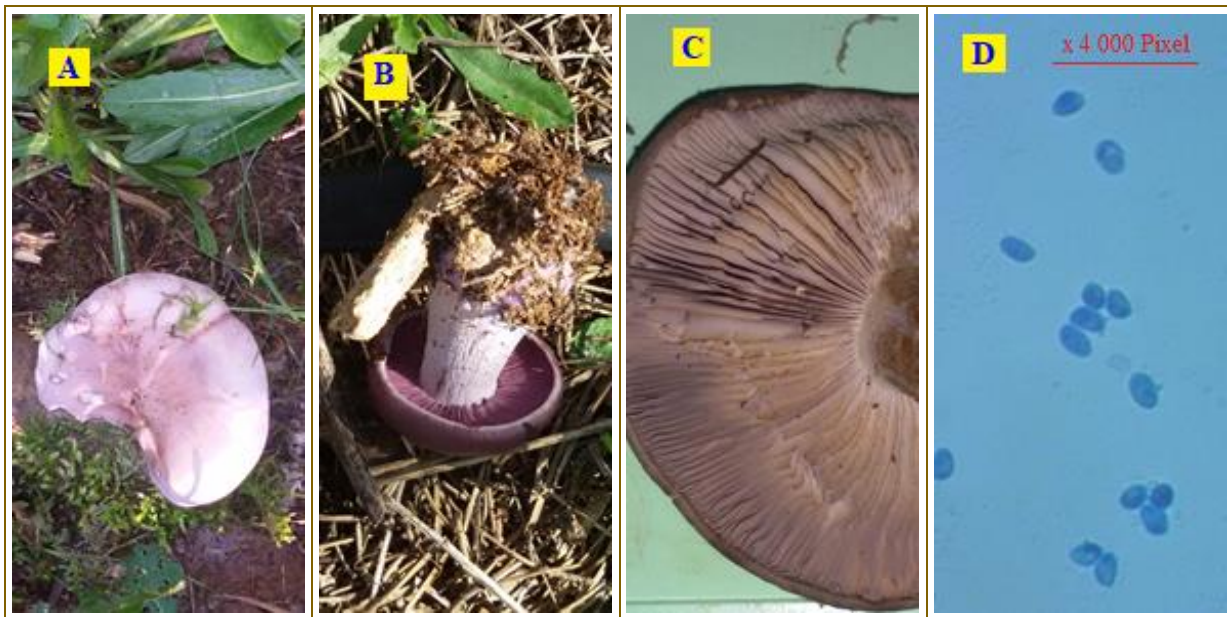


Fig. 68 : *Lepista nuda*. A. et B. *in situ*, caractères macroscopiques : carpophores (A), stipe (B) et hyménophore (C) | D. caractères microscopiques : basidiospores.

- **Description** : le **chapeau** de 5-15 cm de diamètre, il est convexe puis étalé, lisse, bleu-lilas, saumon, brun violacé un peu sombre au centre, parfois pruineux, à **marge** entière, enroulée puis irrégulières avec l'âge, épaisse. L'**hyménophore** à lames adnées à échancrées, serrées, lilacine, avec un couleur violet clair à violet sombre, facilement séparables de la chair du chapeau. La **chair** est épaisse, tendre, colorée d'un blanc violacé à l'odeur fruitée. Le **stipe** est plein, fibrilleux, cylindrique, élargi à la base ou bulbeux, et entièrement violet, pruineux, il est généralement de 3 à 10 cm du haut. Les **basidiospores** sont ellipsoïdes, verruqueuse.
- **Intérêt culinaire** : *L. nuda* est considéré comme un excellent comestible, mais il est connu pour provoquer des réactions allergiques chez les personnes sensibles. Il est cultivé en Grande-Bretagne, aux Pays-Bas et en France.
- **Intérêt médicinal** : *L. nuda* a des activités, antioxydante, antimicrobienne, anticancéreuse et apoptotique (MERCAN *et al.*, 2006 ; ÖZMEN & DEGIRMENCI, 2021), etc.

⇒ ***Leucoagaricus leucothites*** (Vittad.) Wasser (1977) (**Fig. 69**).

Synonymes : *Lepiota leucothites* = *Leucoagaricus carneifolius* = *Leucoagaricus pudicus* = *Leucoagaricus naucinus* = *Leucoagaricus holosericeus*

Ce champignon saprotrophe de la famille des *Agaricaceae* est largement trouvé dans le gazon d'ENS de Tétouan, de plaine de Cabo Negro et aussi récolté en décembre 2016 sous la plante *Pinus halepensis* au niveau du SIBE de Koudiat Taifour.

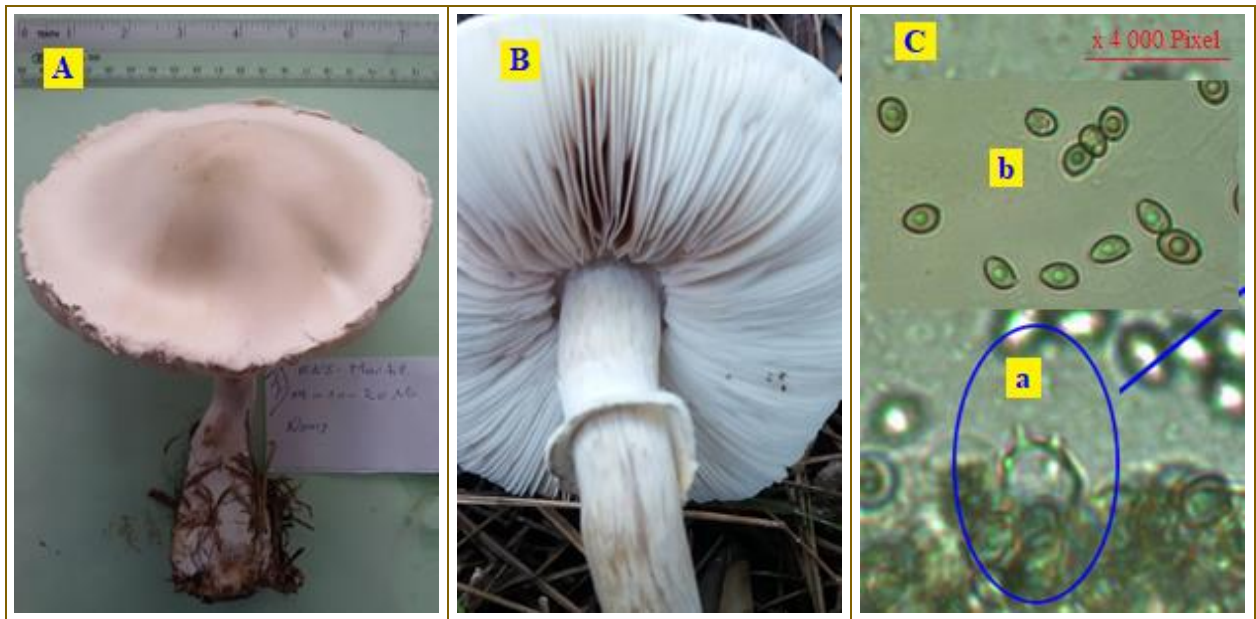


Fig. 69 : *Leucoagaricus leucothites*. A. et B. *in situ*, caractères macroscopiques : chapeau, pied (A), hyménophore et anneau (B) | C. caractères microscopiques : a. baside et b. basidiospores.

- **Description** : Le **chapeau** de 5 à 20 cm et d'un diamètre, il est globuleux, ovoïde à hémisphérique puis convexe enfin étalé, blanc crème, éventuellement mamelonné, lisse à légèrement granuleux, à **marge** incurvée puis droite avec l'âge. L'**hyménophore** à lames libres, larges, serrées, blanches, parfois rose pâle. La **chair** est épaisse, molle, blanche peu jaunissante. Le **pied** de 5-15 cm de haut, il est blanc, parfois renflé à la base, subbulbeux, cassant, sec, lisse avec un **anneau** blanc non solidaire du pied. Les **basides** sont clavées, à 4 stérigmates. Les **basidiospores** sont ellipsoïdes à subovales avec petit pore germinatif lentiforme et rosâtre pâle.
- **Intérêt culinaire** : Bon Comestible avec précaution, afin de ne pas le confondre avec les amanites blanches toxiques ou mortelles.
- **Intérêt médicinal** : activité antioxydante et antimicrobiennes (SEVINDIK *et al.*, 2018), etc.

⇒ ***Lycoperdon perlatum*** Pers. (1796) (**Fig. 70**).

Synonymes : *Lycoperdon gemmatum* = *Lycoperdon bonordenii*

Lycoperdon perlatum est une espèce saprotrophe largement trouvé dans le nord du Maroc, elle est récoltée en avril 2016 sous *Pinus halepensis* du SIBE de Ben Karrich et collectée en novembre de la même année en groupe sur le sol nu. *L. perlatum* appartient à la famille des *Lycoperdaceae*.



Fig. 70 : *Lycoperdon perlatum*. A. et B. *in situ*, caractères macroscopiques | C. caractère microscopique : basidiospores.

- **Description** : le **carpophore** de 3-8 cm de hauteur et 2-6 cm de diamètre, il est subglobuleux, piriforme à turbiné, jaune, la tête fixée au substrat par de fins rhizomorphes peu apparents. L'**exopéridie** formé d'un mélange deux types d'ornements : gros aiguillons solitaires fins, coniques-obus, blancs et verrues ou granules plus petits, peu visibles, blancs puis crème. L'**endopéridie** aréolé-réticulé après la perte des aiguillons crème puis brunâtre, s'ouvrant par un grand pore apical irrégulier et étoilé. La **gléba** ferme, blanche, poudreuse jaune-brun à brun olive à maturité. Les **basidiospores** sont brunes, globuleuses, avec des épines coniques.
- **Intérêt culinaire** : Bon comestible, à condition que l'intérieur de celui-ci soit blanc et ferme.
- **Intérêt médicinal** : activités antioxydante, antibactérienne, antifongique (PATTAR & RAMESH, 2010), etc.

⇒ ***Macrolepiota procera*** (Scop.) Singer (1948) (**Fig. 71**).

Synonymes : *Lepiota procera* = *Agaricus procerus* = *Leucocoprinus procerus*

Macrolepiota procera est un saprotrophe appartenant à la famille des *Agaricaceae*, il est largement trouvé soit seule, ou soit sous l'*Acacia* sp. Ce champignon Parasol est récolté en mars 2016, décembre 2017 et janvier 2018 au niveau du SIBE de Koudiat Taifour.

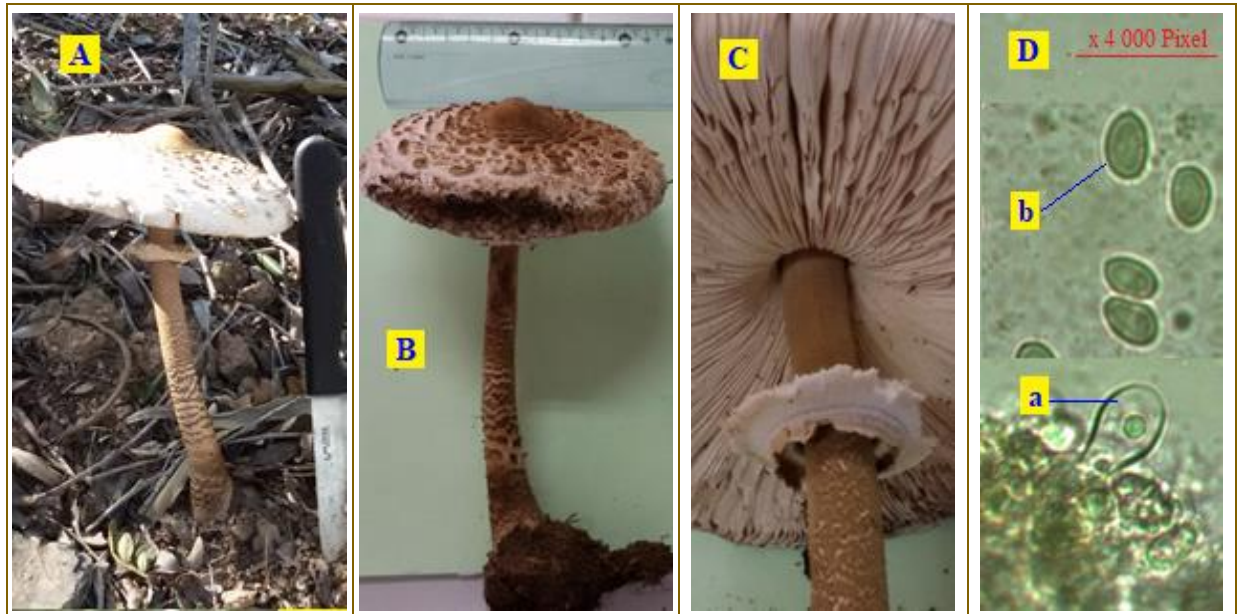


Fig. 71 : *Macrolepiota procera*. A. *in situ* | B. et C. caractères macroscopiques : Chapeau, pied (B), hyménophore et anneau (C) | D. caractères microscopiques : a. baside et b. basidiospores.

- **Description** : le **chapeau** est d'un diamètre de 10 à 20 cm, globuleux, convexe puis étalé avec l'âge, mamelonné, brun gris avec des écailles régulières brunes de centre vers le bord, à surface blanchâtre, à **marge** épaisse parfois lobée-festonnée, cuticule sèche, mate, couverte de méchules radiales, brunes sur fond gris roussâtre. L'**hyménophore** est à lames larges, libres, serrées, blanchâtres et éloignées du pied. La **chair** mince, blanche et légèrement molle. Le **pied** de 15 à 30 cm de longueur, fin, bulbeux, coriace, chiné d'écailles brunes, il est facilement séparable du chapeau, à un **anneau** coulissant, épais et double. Les **basides** sont clavées, à 4 stérigmates. Les **basidiospores** sont ovoïdes à ellipsoïdes, paroi épaisse.
- **Intérêt culinaire** : Excellent comestible, recherché surtout à l'état jeune avec l'élimination du pied, coriace et fibreux. Il est un champignon cultivable.
- **Intérêt médicinal** : *M. procera* a des activités biologiques, tels que activités antioxydantes, antimicrobiennes, anticancéreuses, antiprolifératif, anti-inflammatoire (CHEN *et al.*, 2018 ; KOSANIC *et al.*, 2016), etc.

⇒ ***Macrolepiota psammophila*** Guinberteau (1996) (**Fig. 72**).

Synonymes : *Macrolepiota mastoidea* var. *psammophila*

M. psammophila est un champignon saprotrophe appartenant à la famille des *Agaricaceae*, il est récolté durant le mois de décembre 2016 sur un substrat siliceux-sableux dans la formation végétale acaciaie du SIBE de Koudiat Taifour – plaine de Cabo Negro. Il est largement trouvé dans cette zone de récolte.

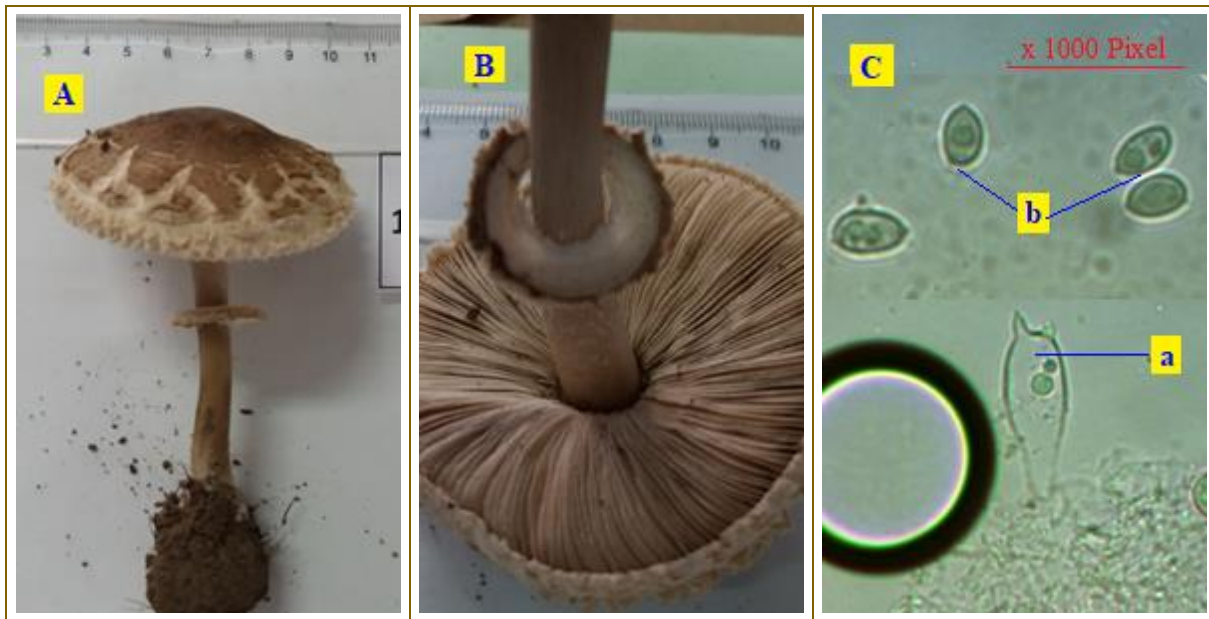


Fig. 72 : *Macrolepiota psammophila*. Caractères macroscopiques (A et B) : A. chapeau, stipe et anneau | B. hyménophore et anneau | C. caractères microscopiques : a. baside et b. basidiospores.

- **Description** : le **chapeau** de 6-12 cm de diamètre, il est plutôt robuste, globuleux, convexe puis étalé avec l'âge, plus ou moins mamelonné, d'abord granulé au feutre puis rompant en larges plaques discales brunes sombres sur fond plus clair, plus ou moins agile, le fond blanc crème, à **marge** épaisse, cuticule sèche, couverte de méchules radiales, blanches crèmes. L'**hyménophore** à lames, libres, larges, beige argileux avec crête érodée. La **chair** mince et blanche crème. Le **stipe** de 8-20 cm de hauteur, finement zébré-chiné, subconcolore au chapeau, bulbeux, avec un **anneau** membraneux, épais et double. Les **basides** sont clavées, à 4 stérigmates. Les **basidiospores** sont ellipsoïdes, avec une guttule.
- **Intérêt culinaire** : c'est un excellent comestible.

⇒ ***Paralepista flaccida*** (Sowerby) Vizzini (2012) (**Fig. 73**).

Synonymes : Agaricus flaccidus = Clitocybe flaccida = Lepista flaccida

Paralepista flaccida est une espèce saprotrophe appartenant à la famille des *Tricholomataceae*, elle a été trouvée en groupe ou solitaire sous *Pistacia lentiscus* du SIBE de Koudiat Taifour en janvier 2018.



Fig. 73 : *Paralepista flaccida*. A. *in situ*, caractères macroscopiques : chapeau, hyménophore et stipe | B. caractères microscopiques : a. baside et b. basidiospores.

- **Description** : *P. flaccida* est caractérisé par un **chapeau** de 4 à 10 cm de diamètre, jaune crème, orange brunâtre à fauve rougeâtre, lisse, lubrifié par temps humide, brillant, soyeux, il est convexe, étalé puis déprimé à maturité, avec des bords retournés vers le dessous, ce qui lui donne l'aspect d'un entonnoir, à **marge** enroulé puis sinuée, ondulés concolore au revêtement du chapeau. L'**hyménophore** à lames crème-rosé à beige-roussâtre, crème ochracé, très serrées, minces, bien décurrentes et en partie fourchues. La **chair** est blanche à pâle, mincie et un peu élastique, à odeur fongique agréable. Le **stipe** de 3-8 cm de haut, blanchâtre ochracé, élastique, rigide, cylindrique, élargi vers la base, pourvu à sa base d'un feutrage mycélien blanc. Les **basides** à 4 stérigmates. Les **basidiospores** sont globuleuses, finement épineuses.
- **Intérêt culinaire** : c'est un champignon bon comestible.

⇒ ***Volvopluteus gloiocephalus*** (de Candolle) Vizzini, Contu & Justo (2011) (**Fig. 74**).

Synonymes : *Volvariella gloiocephala* = *Volvaria gloiocephala* = *Volvaria speciosa* = *Volvariella speciosa*

Volvopluteus gloiocephalus est une espèce saprotrophe appartenant à la famille des *Pluteaceae*, elle a été récoltée en février 2018 sous le pin d'Alep au niveau de la plaine de Cabo Negro (Zone A).

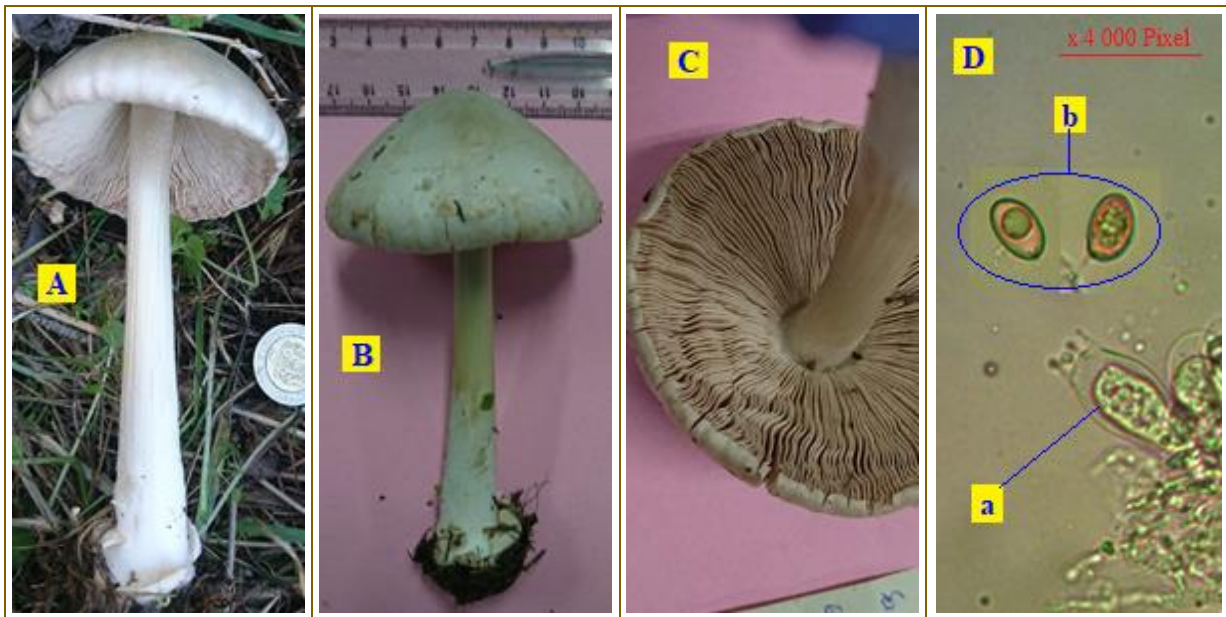


Fig. 74 : *Volvopluteus gloiocephalus*. A. *in situ* | B. et C. caractères macroscopiques : chapeau, stipe (B) et hyménium (C) | D. caractères microscopiques : a. baside et b. basidiospores.

- **Description** : le **chapeau** de 8-12 cm de diamètre, il est campanulé, évasé ou convexe, à surface lisse, brillante et très visqueuse, de couleur blanc à gris, gris foncé crème, avec une **marge** sillonnée de courtes stries. L'**hyménophore** à lames libres, très fines et serrées, larges, blanches puis rosées. Le **stipe** de 8-15 cm de longueur, il est légèrement élargi vers la base et se terminant par un petit bulbe, fragile, cylindrique, creux, blanchâtre à fauve clair, à base en massue couverte par une **volve** membraneux, blanche et fragile, cette volve enveloppant la base du stipe. Les **basides** sont cylindriques-clavées, à 4 stérigmates, non bouclées à la base. Les **basidiospores** sont roses, ellipsoïdes, avec une guttule.
- **Intérêt culinaire** : *V. gloiocephalus* est considéré comme un champignon comestible avec précaution, parce qu'elle peut facilement être confondu avec les espèces mortelles d'*Amanita*.

b) Boletales

⇒ ***Chroogomphus rutilus*** (Schaeffer) O.K. Miller (1964) (**Fig. 75**).

Synonymes : *Gomphidius viscidus* = *Gomphidius rutilus* = *Agaricus gomphus* = *Cortinarius rutilus*

Chroogomphus rutilus est un champignon ectomycorhizien appartenant à la famille des *Gomphidiaceae*, il a été récolté en mars 2016 sous *Pinus pinaster* de la zone D (SIBE de Jbel Bouhachem).



Fig. 75 : *Chroogomphus rutilus*. A. *in situ* | caractères macroscopiques : chapeau (A), hyménophore et pied (B) | caractère microscopique : basidiospores.

- **Description** : le **chapeau** de 4-10 cm de diamètre, il est hémisphérique à convexe et plus ou moins mamelonné, à surface visqueux, lisse et brillante, brun rougeâtre ou brun ocre, parfois cuivré ou vineux, à **marge** enroulée, lisse, brune orangée. L'**hyménophore** à lames épaisses, largement espacées et décurrents, de couleur jaune verdâtre, puis gris cuivré, enfin brunes à noirâtres. La **chair** fine, jaunâtre orangée. Le **stipe** de 4 à 12 cm, cylindrique, légèrement courbé, à base atténuée à zone annulaire très fragile, concolore au chapeau, brun rougeâtre cuivré. Les **basidiospores** sont allongées, subfusiforme ou fusiforme.
- **Intérêt culinaire** : c'est un champignon considéré comme comestible.

⇒ ***Leccinellum corsicum*** (Rolland) Bresinsky & Manfred Binder (2003) (**Fig. 76**).

Synonymes : Boletus corsicus = Leccinum corsicum = Leccinum crocipodium var. corsicum

Leccinellum corsicum est champignon ectomycorhizienne appartenant à la famille des *Boletaceae*, il est largement trouvé dans une formation végétale mixte de la chêne vert, kermès, et liège à Beni Foughal. Ce champignon a été récolté durant le mois avril 2015.

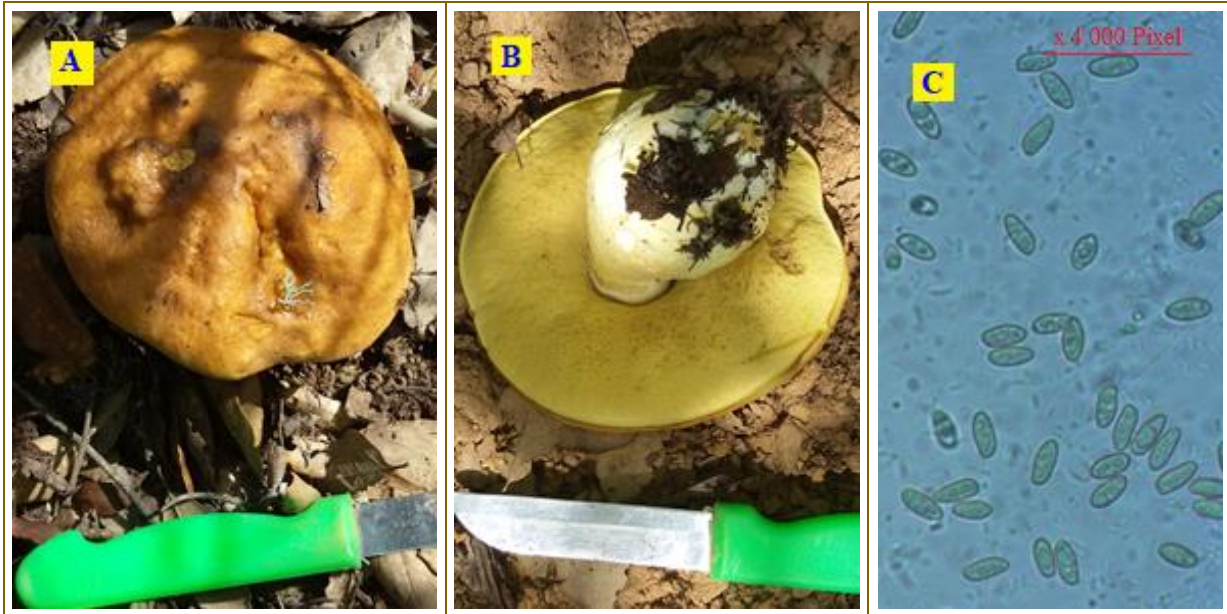


Fig. 76 : *Leccinellum corsicum*. A. et B. *in situ* | A. chapeau | B. hyménophore et stipe | C. basidiospores.

- **Description** : le **chapeau** de 6-18 cm de diamètre, hémisphérique à convexe, à surface visqueuse, humide et brillante, de couleur brun jaune assez vif, à **marge** plus claire. L'**hyménophore** à tubes longs, denses, jaunes, puis brunes, à pores très fins, ronds, jaunes clairs et s'assombrissant avec l'âge. La **chair** est épaisse, de couleur jaune pâle. Le **stipe** de 4-10 cm de hauteur et de 1.5-4 cm de diamètre, robuste, cylindrique, renflé vers la base, épais, jaune avec des granulations concolores. Les **basidiospores** sont cylindriques, fusiformes.
- **Intérêt culinaire** : *L. corsicum* est un champignon comestible, et il est particulièrement apprécié au Portugal.

⇒ ***Rhizopogon luteolus*** Fries & Nordholm (1817) (**Fig. 77**).

Synonymes : *Rhizopogon obtextus*

Rhizopogon luteolus est un champignon ectomycorhizienne classé dans la famille des *Rhizopogonaceae*, il est largement trouvé sous *Pinus pinaster* sur un substrat siliceux au niveau du SIBE de Jbel Bouhachem (zone D : PNB). *R. luteolus* a été récolté en mars 2016.



Fig. 77 : *Rhizopogon luteolus*. A. *in situ* | B. un carpophore complet et autre coupé | C. basidiospores.

- **Description** : le **carpophore** ressemblant à une pomme de terre, globuleux, hypogé à semi-hypogé, de 1.5-6 cm de diamètre, à surface finement verruqueuse ou presque lisse, de couleur ocre jaunâtre clair puis brun rougeâtre, brun jaunâtre, avec des filaments mycéliens blancs à la base comme racines (rhizomorphes). La **gléba** est spongieuse, cloisonnée à nombreuses petites loges, blanche devenant olivâtre. Les **basidiospores** sont lisses, ellipsoïdes, avec deux gouttes huileuses au centre.
- **Intérêt culinaire** : *R. luteolus* est considéré comme un champignon comestible.

⇒ ***Suillus collinitus*** (Fr.) Kuntze (**Fig. 78**).

Synonymes : *Boletus collinitus* = *Suillus fluryi*

Suillus collinitus est un champignon ectomycorhizienne appartenant à la famille des *Suillaceae*, il est potentiellement trouvé dans les zones caractères par la présence du pin. *S. collinitus* a été récolté sous *Pinus halepensis* en avril 2015 à Beni Foughal, en décembre 2016 et février 2017 au SIBE de Koudiat Taifour, en janvier 2018 au niveau de plaine de Cabo Negro, en mars 2017 au SIBE de Ben Karrich et sous *Pinus pinaster* en mars 2016 au niveau de SIBE de Jbel Bouhachem.

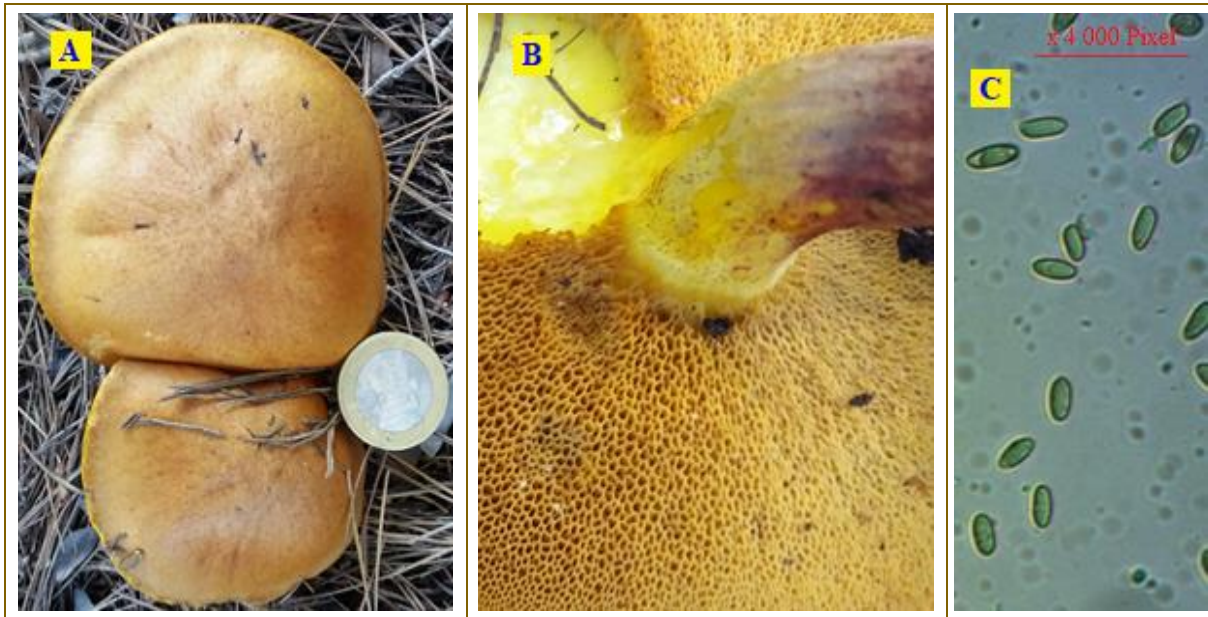


Fig. 78 : *Suillus collinitus*. A. *in situ*, chapeau | B. hyménophore et stipe | basidiospores.

- **Description** : le **chapeau** de 5-15 cm de diamètre, hémisphérique puis convexe, cuticule peu visqueux, brun jaunâtre, brun foncé, brun chocolat, à **marge** souvent ondulée. L'**hyménophore** à tubes adnés à un peu décurrents, jaunâtre ou jaune olive, à moyen pores anguleux, jaunes, puis un peu ocre. La **chair** est jaune, plus orangé à rosâtre vers la base de stipe. Le **stipe** de 5-10 cm, cylindrique, tordu, fibrilleux, jaune citron en haut, brun rougeâtre vers le bas, rose lilas à la base. Les **basidiospores** sont fusiformes.
- **Intérêt culinaire** : *S. collinitus* est considéré comme un bon comestible, certains conseillant de lui consommer à condition de bien cuit.
- **Intérêt médicinal** : l'extraits de *S. collinitus* a été montré un potentiel antioxydant et une activité cytotoxique sur les lignées cellulaires tumorales (VAZ *et al.*, 2012).

⇒ ***Suillus granulatus*** (L.) Roussel (1796) (**Fig. 79**).

Synonymes : *Boletus granulatus* = *Boletus lactifluus* = *Suillus lactifluus*

Suillus granulatus est une espèce ectomycorhizienne appartenant à la famille des Suillaceae, elle est largement trouvée sous le pin. *S. granulatus* a été ramassée en mars 2015 sous *Juniperus phoenicea* et en avril 2016 sous *Pinus halepensis* au niveau de SIBE de Ben Karrich, ainsi, elle a été récoltée sous *P. halepensis* de Beni Foughal en avril 2015 et sous *P. pinaster* de SIBE de Jbel Bouhachem en mars 2016.

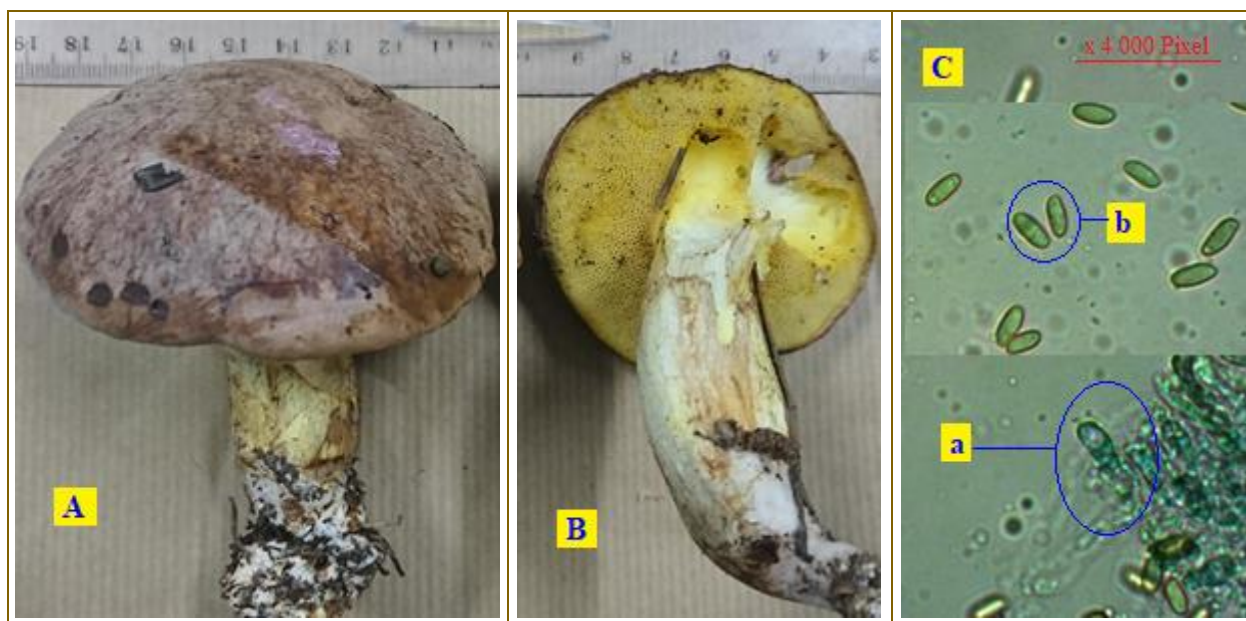


Fig. 79 : *Suillus granulatus*. A. et B. caractères macroscopiques : chapeau (A) et hyménophore et stipe (B) | C. caractères microscopiques : a. baside ; b. basidiospores.

- **Description** : le **chapeau** de 4-12 cm de diamètre, hémisphérique, puis convexe, à cuticule visqueux, lisse et brillante, parfois fibrilleuse, brunâtre, brun chocolat, brun grisâtre, brun violacé, à **marge** souvent ondulée. L'**hyménophore** à tubes spongieux, adnés, facilement séparable de la chair, jaune citron, jaune vif, puis jaune ocre, à pores petits et ronds de même couleur des tubes. La **chair** est moelleuse, jaune claire. Le **stipe** de 4-12 cm, cylindrique, atténué à la base, blanchâtre, jaunâtre avec des granulations jaunes plus accentuées vers le haut. Les **basides** sont cylindriques ou légèrement élargies à l'extrémité, à 4 stérigmates. Les **basidiospores** sont cylindriques, ellipsoïdes et lisses.
- **Intérêt médicinal** : Producteur de plusieurs molécules intéressantes en thérapeutiques, la molécule **suillusine** a été isolé de *S. granulatus*, elle a des propriétés antioxydantes et anticancéreuses. **Suilline** a une propriété anticancéreuse, antivirale, antimicrobienne, antitumeur et anti-inflammatoire (WANG *et al.*, 2007 ; YUN *et al.*, 2001 ; GERACI *et al.*, 1992 ; TRINGALI *et al.*, 1989a, 1989b).

c) Polyporales

⇒ ***Fomes fomentarius*** (Linnaeus) Fries (1849) (**Fig. 80**).

Synonymes : *Polyporus fomentarius* = *Fomes excavates* = *Ungulina fomentaria* = *Polyporus fomentarius* = *Boletus fomentarius* = *Agaricus fomentarius*

Fomes fomentarius est un champignon parasite puis saprotrophe appartenant à la famille des *Polyporaceae*, il est récolté durant le mois de décembre 2017 sur les branches d'*Acacia* sp. au niveau de la zone A (SIBE de Koudiat Taifour et Plaine de Cabo Negro).



Fig. 80 : *Fomes fomentarius* in situ, A. surface supérieure | B. surface inférieure.

- **Description** : le **carpophore** de *F. fomentarius* est de taille gigantesque, il est en forme de sabot de 10-40 cm de diamètre de 5-20 cm d'épaisseur, dur et lisse, avec parties zonées. La **surface supérieure** infertile est de diverses nuances de gris, gris pâle brunâtre, souvent avec une zone de croissance brunâtre ou crème-gris vers le bord extérieur. L'**hyménophore (surface inférieure)** à tubes longs répartis en couche, crème, les tubes à des pores arrondis très petits, gris clair, crème puis ocre à brunâtre. La **chair** est dure, très difficile à couper, zonée de brun à brun clair, subéreuse, soyeuse, floconneuse.
- **Intérêt culinaire** : Il existe des nombreux compléments alimentaires à base de ce champignon.
- **Intérêt médicinal** : *F. fomentarius* a montré plusieurs activités biologiques telles que l'activité antitumorale, immuno-stimulante, anti-inflammatoire, antihyperglycémique, antimicrobienne, antivirale, antiproliférative, antioxydante, hypoglycémique, antimicrobienne et anti-infectieuse (GAPER *et al.*, 2016). C'est un champignon cultivable.

⇒ ***Ganoderma lucidum*** (Curtis) P.Karst. (1881) (**Fig. 81**).

Synonymes : *Boletus lucidus* = *Polyporus lucidus*

Ganoderma lucidum est un champignon classé dans la famille des *Polyporaceae*. Cette espèce est saprotrophe et/ou parasite récoltée au pied du pin d'Alep en février 2018 au niveau du SIBE de Koudiat Taifour.



Fig. 81 : *Ganoderma lucidum* in situ : A.surface supérieure | B. surface inférieure.

- **Description** : le **carpophore** en forme de cuillère ou spatule. Le **chapeau** de 5-15 cm de diamètre, souvent réniforme, étalé ou plus généralement gibbeux, avec une cuticule brillante de couleur rouge vif ou gréant très vif, des zones concentriques sillonnées de jaune, orange, rouge et violacé passant à l'ocre vers la **marge** et avec un bord de croissance blanchâtre ; virant finalement au brun violet sur toute la surface supérieure. L'**hyménophore** (surface inférieure) est à pores très petits, blancs chez les jeunes puis de teintant de brun. La **chair** est dure et rousse, colorée de cannelle. Le **stipe** est latéral qui se prolonge avec le chapeau en oblique ou à angle droit, cylindrique, de longueur de 5-15 cm, du même couleur rouge-brun que le chapeau.
- **Intérêt culinaire** : Des nombreux compléments alimentaires sont basés sur ce champignon.
- **Intérêt médicinal** : *G. lucidum* a plusieurs activités biologiques, notamment anti-allergique, anticancéreuse, antioxydante, anti-inflammatoire, pro-apoptotique, anticholestérol, hypoglycémiant, antihypertensive, antivirale, etc. (MARIE, 2017). *G. lucidum* est largement cultivé pour l'industrie.

d) Russulales

⇒ ***Lactarius deliciosus*** (Linnaeus) Gray (1821) (**Fig. 82**).

Synonymes : *Agaricus deliciosus* = *Galorrheus deliciosus* = *Lactifluus deliciosus*

Lactarius deliciosus est un champignon ectomycorhizien appartenant à la famille des *Russulaceae*, il est largement trouvé sous le pin d'Alep du SIBE de Koudiat Taifour. Il a été récolté durant le mois de janvier 2017 et le mois de février 2018.



Fig. 82 : *Lactarius deliciosus*. A. *in situ* | A. et B. caractères macroscopiques : chapeau (A), hyménophore et stipe (B) | C. caractères microscopiques : a. baside et b. basidiospores.

- **Description** : le **chapeau** est d'un diamètre de 4-12 cm, convexe puis déprimé au centre donnant une forme d'entonnoir, avec une surface en zones concentriques, orangé, rose foncé et verdâtre avec l'âge, à marge fine, enroulée ou infléchie, ondulée chez le champignon âgé. L'**hyménophore** est à lames minces, serrées, adnées ou généralement décurrentes, fragiles, de couleur orange vif puis concolore au chapeau avec l'âge. Le **lait** des lames est orange vif. La **chair** est blanche à la coupe puis carotte par l'envahissement du lait qui est orangé vif. Le **stipe** de 3-8 cm, cylindrique, creux, de couleur orange vif. Les **basides** sont cylindriques à 4 stérigmates. Les **basidiospores** sont globuleuses ou ellipsoïdes.
- **Intérêt culinaire** : *L. deliciosus* est considéré comme un bon comestible. Des nombreux compléments alimentaires basés de ce champignon. *L. deliciosus* est une espèce cultivable.
- **Intérêt médicinal** : *L. deliciosus* a des nombreuses activités biologiques telles que, activité antimicrobienne, antitumorale, anticancéreuse, immunomodulatrice, inhibition des enzymes, antioxydante, anti-inflammatoire et activités antihyperglycémique (Xu *et al.*, 2019).

⇒ ***Lactarius sanguifluus*** (Paulet) Fries (1838) (**Fig. 83**).

Synonymes : *Hypophyllum sanguifluum* = *Lactifluus sanguifluus*

Lactarius sanguifluus est un champignon ectomycorhizienne appartenant à la famille des *Russulaceae*, il est largement retrouvé sous *Pinus halepensis* du SIBE de Koudiat Taifour, où il a été récolté durant décembre 2017 et février 2018.

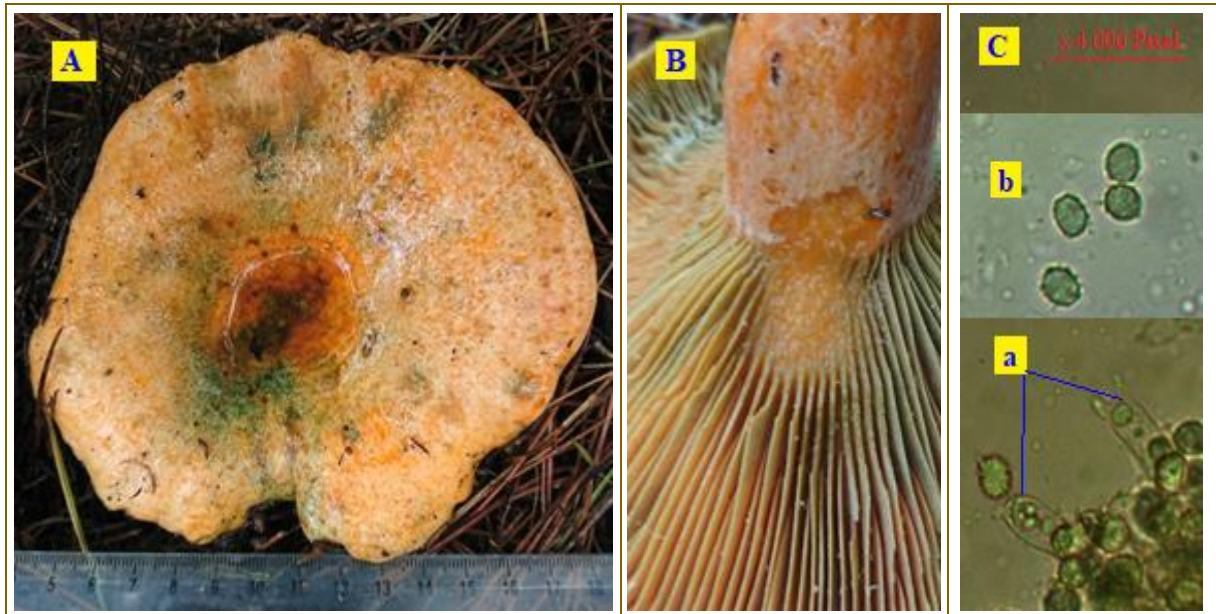


Fig. 83 : *Lactarius sanguifluus*. Caractères macroscopiques : A. chapeau (carpophore *in situ*) et B. hyménophore et stipe | C. caractères microscopiques : a.basides et b. basidiospores.

- **Description** : le **chapeau** de 5-15 cm de diamètre, d'abord convexe, mais s'enfonce immédiatement au centre en gardant les bords (**marge**) enroulés et dans les spécimens anciens il est fait en entonnoir et à bords droits, avec surface un peu visqueux, de couleur orange rosâtre, verdissant avec l'âge, L'**hyménophore** à lames adnées, épaisses, cassantes, un peu décurrentes, d'une couleur orange, orange pâle, verdâtres avec l'âge. La **chair** est cassante, de couleur de carotte, avec **lait** rouge sang à rouge vif. Le **stipe** de 2-5 cm de hauteur, cylindrique, épais, creux, orangé rougeâtre, puis teinté de vert comme le reste du carpophore. Les **basides** sont cylindriques, à 4 stérigmates. Les **basidiospores** sont globuleuses ou ellipsoïdes.
- **Intérêt culinaire** : *L. sanguifluus* est un excellent comestible. Il est le meilleur comestible du groupe des lactaires, sa consommation colore les urines en rouge.
- **Intérêt médicinal** : *L. sanguifluus* a des activités biologiques, notamment activités antioxydantes, antibactériennes et antifongiques (ERBIAI *et al.*, 2021a ; THAKUR & SAYEED, 2014).

⇒ ***Russula delica*** Fries (1838) (**Fig. 184**).

Synonymes : *Agaricus piperatus* var. *exsuccus* = *Lactarius exsuccus* = *Lactarius vellereus* var. *exsuccus*

Russula delica est une espèce ectomycorhizienne appartenant à la famille des *Russulaceae*, ce champignon a été récolté à SIBE de Koudiat Taifour, durant le mois de janvier 2017 sous une chênaie mixte de chêne vert et chêne-liège.



Fig. 84 : *Russula delica*. A. *in situ*, caractères macroscopiques : chapeau, hyménophore et stipe | B. caractères microscopiques : a. baside et b. basidiospores.

- **Description** : le **chapeau** de 5 à 20 cm de diamètre, hémisphérique puis convexe, déprimé voire ombiliqué au centre enfin creusé en entonnoir, sa surface sèche et mate, blanche et avec des taches ocre ou crème foncé, il est souvent sali par la terre, à **marge** épaisse, enroulée ou incurvée puis droite, de couleur blanche. L'**hyménophore** à lames fines, étroites et serrées, adnées ou légèrement décurrentes, de couleur blanche. La **chair** est épaisse, ferme, granuleuse et blanche. Le **stipe** de 2-5 cm de haut, cylindrique, atténué en bas, dur, plein puis creusé, de couleur blanc et sec. Les **basides** sont cylindriques, à 4 stérigmates. Les **basidiospores** sont globuleuses ou ellipsoïdes.
- **Intérêt culinaire** : *R. delica* est comestible mais ne présente pas grand intérêt culinaire.
- **Intérêt médicinal** : l'extrait de *R. delica* a été montré des activités antioxydantes et antimicrobiennes (YALTIRAK *et al.*, 2009).

2.7. Champignons supérieurs récoltés et cultivés *in vitro* au laboratoire BEDD

A partir d'environ 15 espèces tester leurs cultures *in vitro*, nous avons abouti à réussir la culture de neuf champignons par l'obtention leurs mycélium pur. L'isolement des cultures mycéliennes a été faite à partir la solution de suspension des spores et à partir d'un tissu interne du carpophore.

2.7.1. Obtention de mycélium pur à partir des spores.

Dans notre étude, la culture de solution des spores sur les deux milieux gélosés PDA* et MEA a pas permis d'obtenir un seul mycélium pur du champignon *Leucoagaricus leucothites* (**Fig. 85**). Les résultats de culture par l'utilisation de la solution de suspension des spores ont été généralement contaminés par des champignons microbiens.

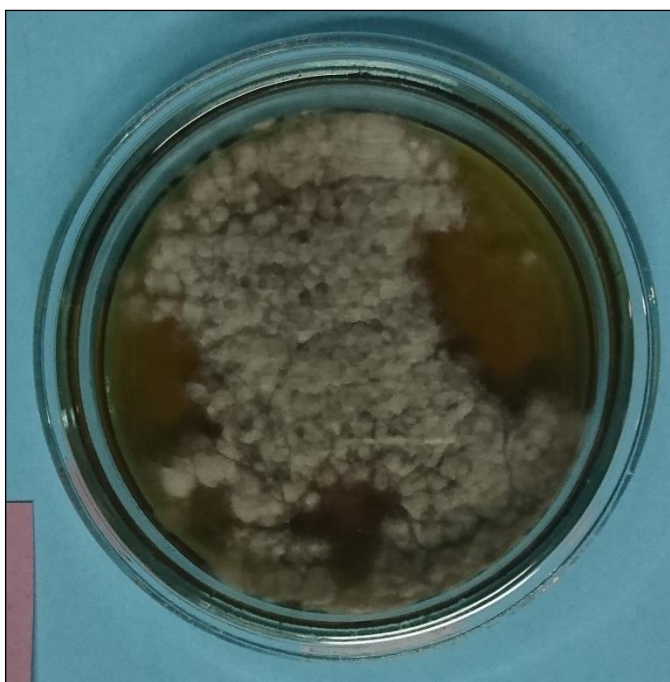


Fig. 85 : Culture mycélienne obtenu sur le milieu PDA* à partir de solution de suspension des spores de champignon *Leucoagaricus leucothites*.

2.7.2. Obtention de mycélium pur à partir de spores.

La culture *in vitro* à partir d'un tissu interne du carpophore, nous a permis d'obtenir neuf mycéliums purs (**Fig. 87**). La germination du tissu cultivé n'a été montré aucune différence entre la culture sur le milieu gélosés PDA* ou le milieu MEA, pour cela, nous avons été continués utiliser seulement le milieu PDA* pour le repiquage et la purification du mycélium. Sous l'observation microscopique, les filaments mycéliens d'espèces cultivés sont de type cloisonnés (**Fig. 86**).



Fig. 86 : Observation microscopique d'un filament mycélien cloisonné d'une espèce cultivée.

Le **Tableau 22** regroupe ces neuf espèces cultivées *in vitro* avec leur intérêt culinaire et/ou médicinale, ainsi leur mode de vie. Concernant, l'intérêt des champignons cultivés, deux espèces comestibles, deux médicinales et cinq espèces sont comestibles et médicinales. Selon le mode de vie, une seule espèce ectomycorhizienne (*Suillus granulatus*), cinq espèces saprotrophes et trois espèces sont parasites puis saprotrophes.

Tabl. 22 : Liste des espèces cultivées à partir d'un tissu du carpophore, leurs modes de vie et leurs utilisations

Nom scientifique	Mode de vie	Utilisation
<i>Agaricus bisporus</i>	Saprophyte	Comestible et médicinal
<i>Agaricus bitorquis</i>	Saprophyte	Comestible
<i>Agaricus campestris</i>	Saprophyte	Comestible et médicinal
<i>Armillaria mellea</i>	Parasite puis saprophyte	Comestible et médicinal
<i>Fomes fomentarius</i>	Parasite puis saprophyte	Médicinal
<i>Ganoderma lucidum</i>	Parasite puis saprophyte	Médicinal
<i>Leucoagaricus leucothites</i>	Saprophyte	Comestible
<i>Macrolepiota procera</i>	Saprophyte	Comestible et médicinal
<i>Suillus granulatus</i>	Ectomycorhize	Comestible et médicinal

Cette importante réussite de la culture *in vitro* des champignons sauvages du Nord du Maroc peut être considérée comme des matériels de départ pour des travaux ultérieurs. Les mycéliums purs de neuf champignons (**Fig. 87**) sont bien conservés afin de les utiliser pour la production des métabolites actifs et des carpophores.

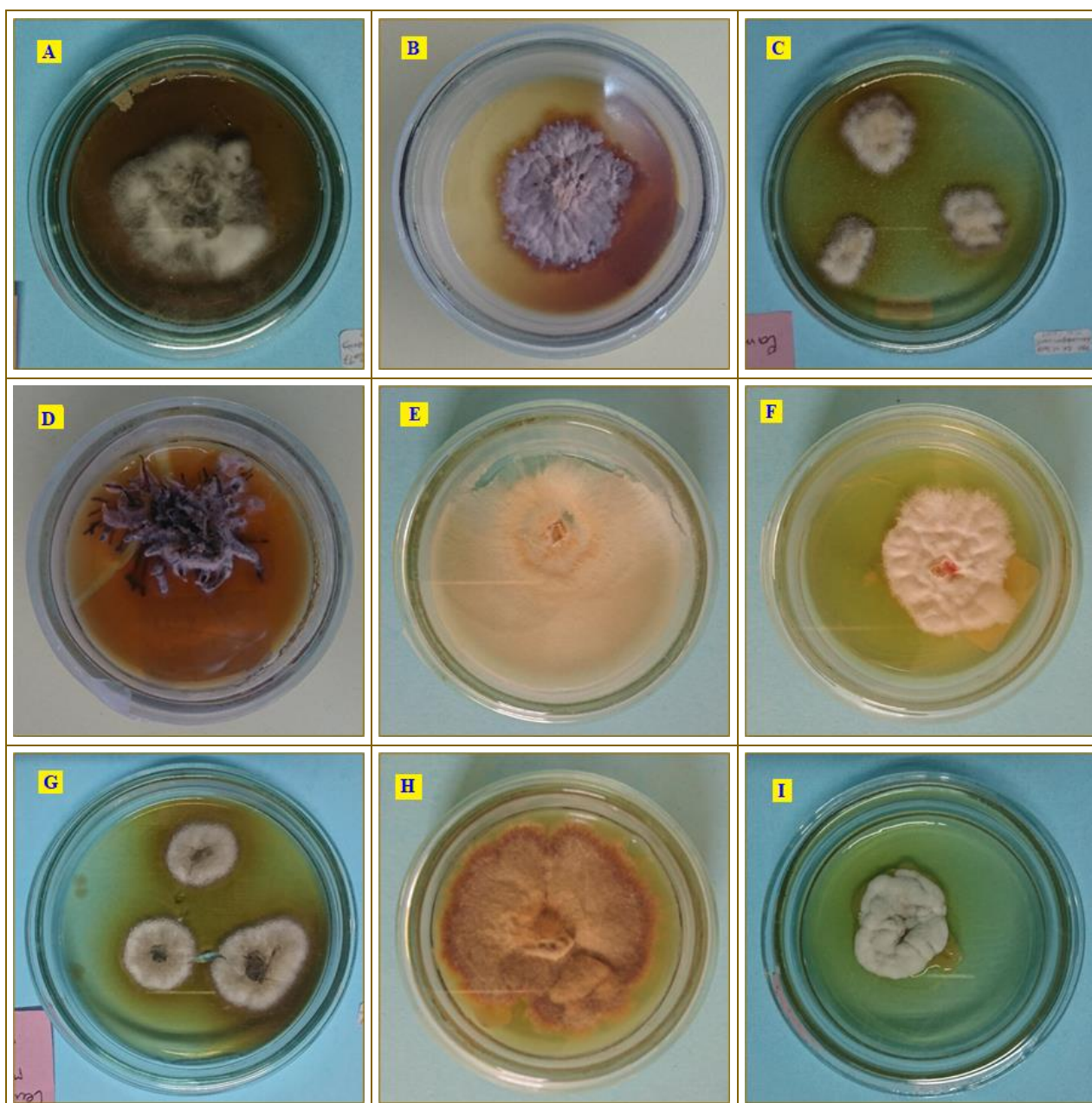


Fig. 87 : Culture mycélienne obtenu à partir d'un tissu du carpophore des espèces : *Agaricus bisporus* (A), *Agaricus bitorquis* (B), *Agaricus campestris* (C), *Armillaria mellea* (D), *Fomes fomentarius* (E), *Ganoderma lucidum* (F), *Leucoagaricus leucothites* (G), *Macrolepiota procera* (H) et *Suillus granulatus* (I).

3. Conclusion

L'étude de la mycoflore des principales formations végétales des régions du Nord du Maroc a permis de montrer que ces régions du Nord sont relativement riches en diversité fongique avec 240 espèces récoltées dans une période d'environ trois années. Ces espèces récoltées réparties dans 10 ordres, 42 familles et 86 genres rencontrés. La majorité des espèces recensées appartiennent à l'embranchement des *Basidiomycota* à la classe des *Agaricomycètes* avec 231 des espèces récoltées. D'après l'analyse biométrique, les taxons les plus diversifiés, les plus abondantes et les plus fréquentes sont *Russulaceae* (43 espèces), *Agaricaceae* (30 espèces), *Tricholomataceae* (21

espèces) et *Cortinariaceae* (19 espèces). A partir d'environ 150 champignons identifiés et bien décrits, une liste descriptive de 30 espèces a été mise dans cette thèse. Cette liste descriptive a été établie comptant sur les caractères macroscopiques, microscopiques et écologiques, ainsi sur les intérêts de chaque espèce, soit comestible, médicinal, nocif ou sans intérêt. Les 150 espèces bien décrites seront utilisées pour établir un catalogue ou un guide des champignons supérieurs du Nord du Maroc.

Selon l'intérêt des champignons collectés, 70 espèces sont comestibles seulement, 19 comestibles et médicinales, 9 médicinales, 23 espèces cultivables et 30 champignons sont nocifs. Tandis que 114 espèces sont encore considérées comme sans intérêts. Ces espèces sans intérêts constituent une biodiversité mycologique très importante et nous la reprendrons comme des perspectives pour valoriser ces espèces dans le domaine médicinal et alimentaire.

L'évaluation écologique des espèces récoltées a permis de répertorier trois modes de vie nommés ectomycorhizes (symbiose), saprophytisme et parasitisme. La majorité des espèces repérées sont soit ectomycorhiziennes (50%) ou soit saprotrophes (45%).

Parmi plus de six formations végétales repérées dans les régions du Nord du Maroc, trois formations sont les plus abondantes. Ces trois formations sont dominées par la pinède avec 91 espèces, suivie par subéraie avec 83 espèces et Chênaie verte avec 58 espèces. Certaines espèces peuvent être trouvées dans plus d'une formation végétale. La majorité des champignons ectomycorhiziennes sont retrouvés sous les chênes.

La culture *in vitro* des espèces récoltées nous a permis d'obtenir le mycélium pur de neuf champignons supérieurs d'intérêt alimentaire et/ou médicinal. Cette réussite est une perspective de transférer ces mycéliums à la production des carpophores et des métabolites ayant des propriétés médicinales et cosmétiques.

Les résultats obtenus constituent un patrimoine mycologique très diversifié de notre écosystème forestier et non forestier. Ces résultats de récoltes représentent une richesse très importante pour les régions du Maroc, et en particulier du Nord du Maroc. Elles contribueront à une meilleure connaissance de la biodiversité fongique du Maroc. Les champignons supérieurs identifiés constituent une banque des données pour les chercheurs ultérieurement.

L'inventaire des champignons supérieurs du Maroc en générale et du Nord du Maroc en particulier devrait poursuivre pendant plusieurs années. En effet, les inventaires de champignons supérieurs par l'identification des carpophores ne peuvent être exhaustifs que s'ils sont prolongés, plusieurs espèces ne fructifiant pas chaque année.

II.COMPOSITIONS CHIMIQUES, COMPOSÉS BIOACTIFS ET ACTIVITÉS BIOLOGIQUES DES CHAMPIGNONS SUPÉRIEURS SAUVAGES DU MAROC.

Le deuxième objectif principal de cette thèse consiste à étudier pour la première fois les compositions chimiques, les composés bioactifs et les activités biologiques des champignons supérieurs sauvages du Maroc. Les études chimiques incluant la caractérisation des biomolécules, la détermination des composés bioactifs et l'évaluation antioxydante des 14 espèces ont été réalisées au sein du laboratoire du centre de recherche en chimie de la faculté des sciences de l'université de Porto (CIQUP). Ces 14 champignons sont : *Armillaria mellea*, *Armillaria cepistipes*, *Fomes fomentarius*, *Ganoderma lucidum*, *Lactarius deliciosus*, *Lactarius sanguifluus*, *Lepista nuda*, *Leucoagaricus leucothites*, *Macrolepiota procera*, *Paralepiota flaccida*, *Perenniporia ochroleuca*, *Russula delica*, *Stereum hirsutum*, et *Trichaptum biforme*. Tandis que les activités biologiques incluant les activités antibactérienne et antifongique sur les extraits méthanoliques des espèces *Lactarius sanguifluus*, *Fomes fomentarius* et *Ganoderma lucidum* ont été effectuées dans le laboratoire de microbiologie de la faculté de pharmacie de Porto (Portugal).

Dans cette partie, nous nous sommes intéressés à la composition chimique et aux activités antioxydantes, antibactériennes et antifongiques d'un champignon dont les résultats ont été publiés dans un article intitulé « Composition chimique et activités antioxydantes et antimicrobiennes de *Lactarius sanguifluus*, un champignon sauvage comestible du Nord Maroc ». Les autres résultats obtenus sont des projets d'articles en cours de rédaction à publier ultérieurement.

4. Matériels et méthodes

4.1. Standards et réactifs

Nous avons utilisé les produits suivants pour mener à bien nos expériences : N,O-Bis(triméthylsilyl)trifluoroacétamide (BSTFA), standard alcanes (C_8-C_{20} et $C_{21}-C_{40}$), acide métaphosphorique, 2,6 dichloroindophénol sodique hydraté, acide L-ascorbique, (+) catéchine, réactif vanilline, réactif phénol de *Folin-Ciocalteu*, acide ($\pm$)-6-hydroxy-2,5,7,8-tétraméthylchromane-2-carboxylique (Trolox), β -carotène, Tween 40, acide linoléique, chlorure de fer (III), sodium l'hydroxyde, le nitrite de sodium et les standards phénoliques, y compris l'acide gallique, l'acide protocatéchique, l'acide *p*-hydroxybenzoïque, l'acide vanillique, l'acide *p*-coumarique, l'acide férulique, l'acide syringique, le parabène et l'acide cinnamique, ont été achetés auprès de Sigma Aldrich Co. (Saint Louis, Missouri, États-Unis). L'acétonitrile, l'acétate d'éthyle, l'acide chlorhydrique fumant à 37 %, la pyridine, le chlorure d'aluminium et le chlorure de sodium provenaient de Merck KGaA (Darmstadt, Allemagne) et le 2,2-diphényl-1-picrylhydrazyl (DPPH) provenait d'Alfa Aesar (Ward Hill, MA, États-Unis). L'acétone, le n-hexane et l'hexane ont été achetés auprès de CABLO ERBA Reagent, S.A.S (Val de Reuil Cedex, France). Le méthanol et tous les autres produits chimiques et solvants étaient de la plus haute qualité commerciale et fournis par Honeywell (St. Muskegon, MI, États-Unis).

4.2. Champignons supérieurs étudiés

Les champignons supérieurs étudiés ont été récoltés durant l'année académique 2017/2018 dans les régions du nord du Maroc. Après leurs identifications, les fructifications ont été immédiatement nettoyées, pesées, coupées en petits morceaux, séchées à l'air et réduites en une fine poudre (20 mailles).

4.3. Extractions et analyses chimiques des biomolécules fongiques

L'extraction est une phase primordiale pour la valorisation des champignons supérieurs. Les extraits obtenus sont utilisés pour étudier les compositions chimiques et les propriétés biologiques des espèces choisies à valoriser. La **Figure 88** résume les techniques, les méthodes et le matériel utilisé pour l'extraction, la détermination des teneurs des composés bioactifs, l'identification et la quantification des composés phénoliques et enfin la détection et l'identification des biomolécules existant dans les extraits de champignons supérieures étudiés.

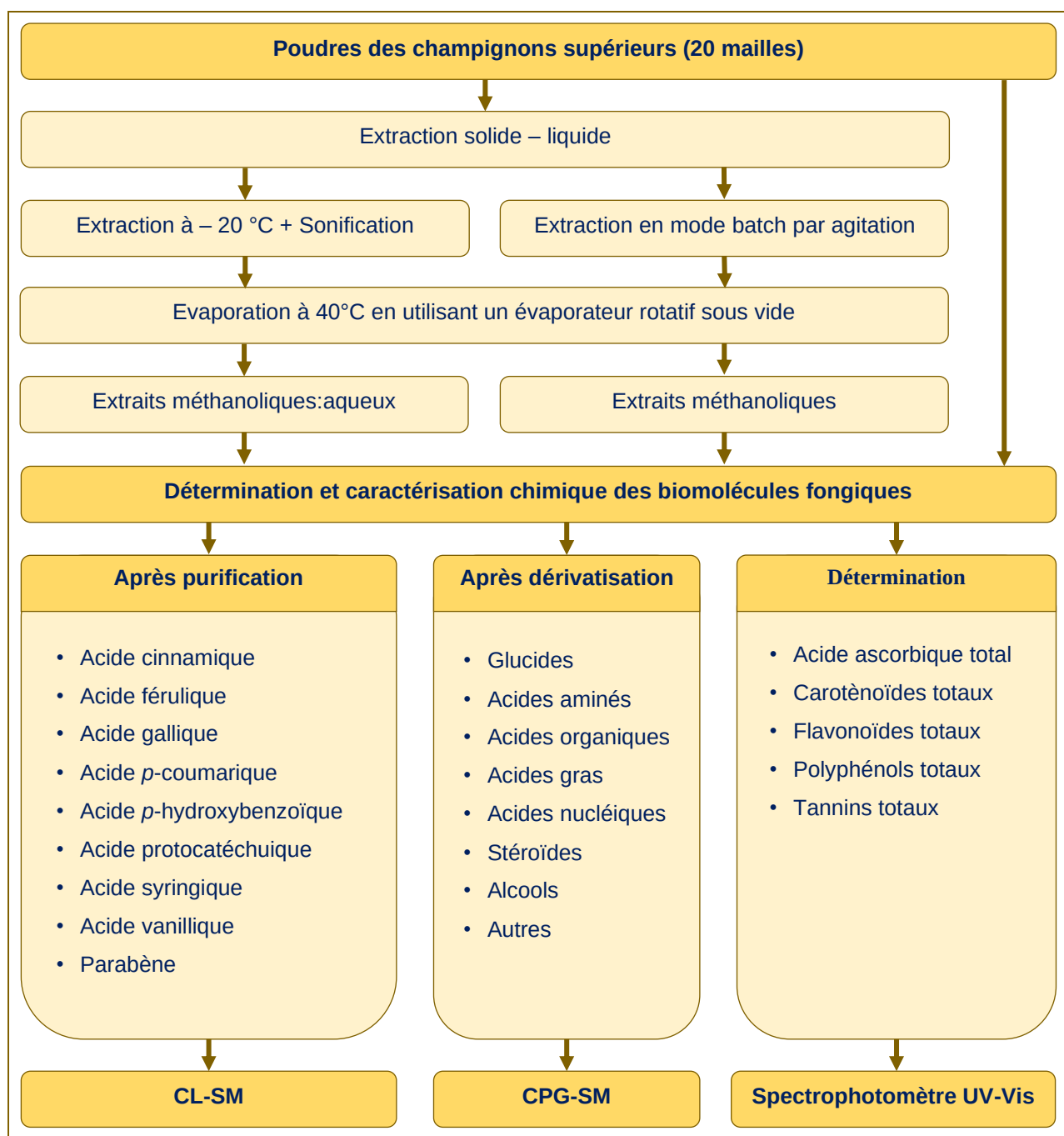


Fig. 88 : Représentation schématique des paramètres d'extraction, des techniques et matériels utilisés pour effectuer la détermination et la caractérisation chimiques des biomolécules fongiques.

4.3.1. Préparation des extraits méthanoliques

L'extraction au méthanol a été réalisée selon une procédure décrite par (BARROS *et al.*, 2007c), avec une légère modification. Cinq grammes de poudre de champignon séchée fine (20 mailles) ont été extraits par agitation avec 100 ml de méthanol à 25°C à 150 tr/min pendant 24 h et filtrés sur papier Whatman N°4. Le résidu de la filtration a été extrait à nouveau deux fois en utilisant la procédure décrite précédemment. Les extraits méthanoliques combinés ont été évaporés à 40 °C jusqu'à siccité à l'aide d'un évaporateur rotatif sous vide (Rotavapor® R-210, BÜCHI, Flawil, Suisse).

Ensuite, les extraits séchés ont été pesés et stockés à -81 °C pour une utilisation ultérieure. Le rendement d'extraction a été calculé pour chaque espèce étudiée à l'aide de la formule suivante :

$$\text{Rendement}(\%) = \frac{\text{Poids extrait après évaporation du solvant}}{\text{Poids sec de la fructification}} \times 100$$

4.3.2. Détermination des composés bioactifs par spectrophotomètres à UV-Visible

a) Contenus phénoliques totaux (CPT)

Le CPT a été déterminé via le test de *Folin-Ciocalteu* (FC) (HELENO *et al.*, 2011). Un ml de solution méthanolique d'extrait (5 mg/ml) a été mélangé avec 5 ml de réactif de *Folin-Ciocalteu* (préalablement dilué avec de l'eau distillée 1:10, v/v) et 4 ml de solution de carbonate de sodium (7,5 %). Les tubes ont été mélangés au vortex pendant 15 s et laissés reposer pendant 30 min à 40 °C dans l'obscurité (pour le développement de la couleur). Ensuite, l'absorbance de la solution a été mesurée à 765 nm par rapport à une solution à blanc contenant tous les réactifs à l'exception de l'extrait de champignon ou de la solution standard. L'acide gallique a été utilisé pour obtenir la courbe d'étalonnage (0-250 µg/ml), et les résultats étaient des valeurs moyennes ± écarts types (ET) et exprimés en milligrammes d'équivalents d'acide gallique (EAG) par gramme d'extrait méthanolique séché (ems) (**Fig. 89**).

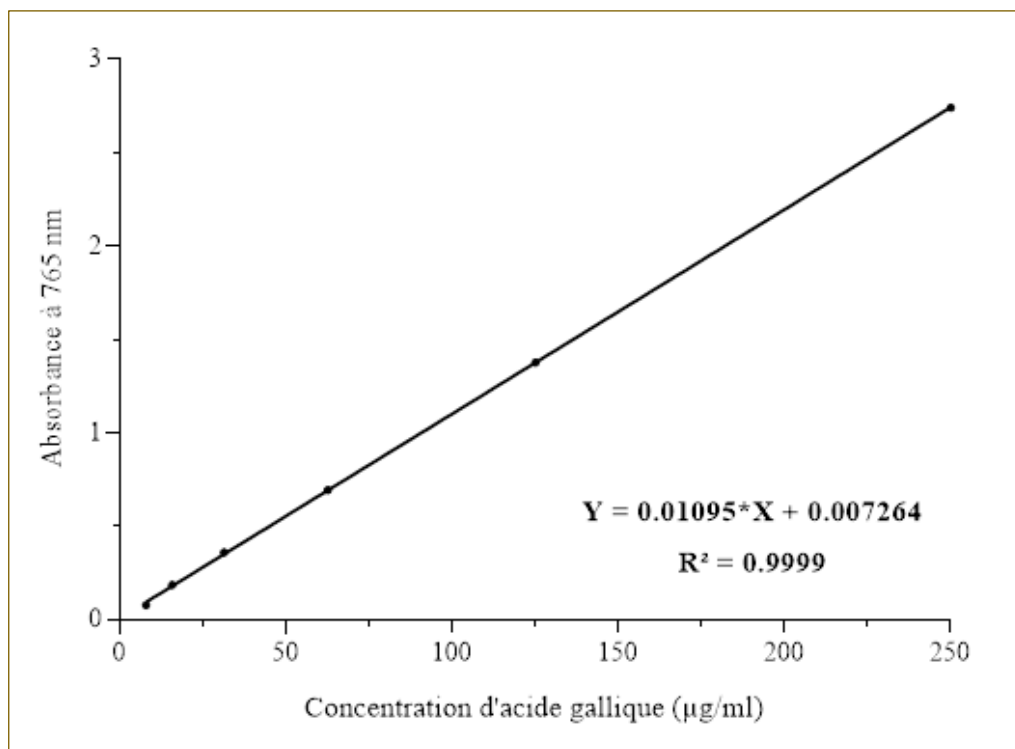


Fig. 89 : Droite d'étalonnage pour le dosage des composés phénoliques totaux.

b) Contenu en flavonoïdes totaux (CFT)

La teneur totale en flavonoïdes des échantillons de champignons a été réalisée selon (PEREIRA *et al.*, 2012). Un demi-millilitre de solution méthanolique d'extrait (5 mg/ml) a été mélangé avec 2 ml d'eau distillée et 0,15 ml de solution de nitrite de sodium à 5%. Après 6 minutes, 0,15 ml de solution de chlorure d'aluminium (10%) a été ajouté et laissé reposer 6 minutes supplémentaires. Deux ml de solution d'hydroxyde de sodium (4%) ont été ajoutés au mélange, suivis par de l'eau distillée jusqu'à un volume final de 5 ml. Le mélange a été correctement homogénéisé et laissé reposer pendant 15 minutes. L'intensité de la couleur rose a été mesurée à 510 nm en utilisant un spectrophotomètre UV-Vis par rapport au blanc, qui contenait tous les réactifs à l'exception des échantillons d'extraits. La (+) catéchine a été utilisée pour calculer la courbe d'étalonnage (0-200 µg/ml) et les résultats ont été exprimés en mg d'équivalents de (+)-catéchine (EC) par gramme de ems (**Fig. 90**).

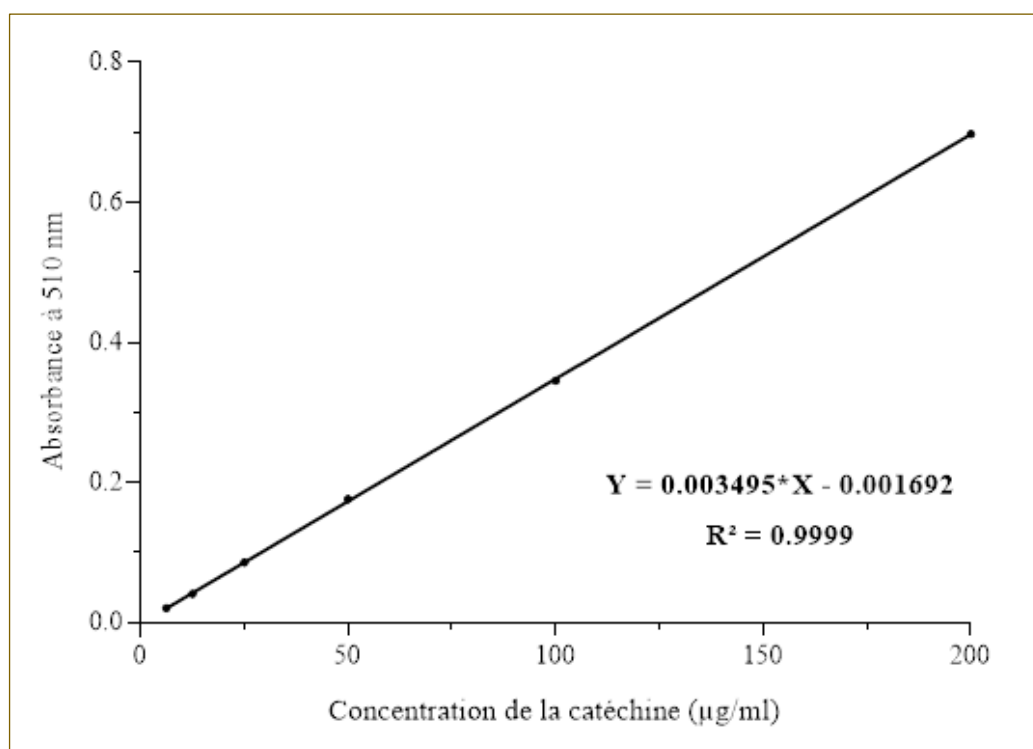


Fig. 90 : Droite d'étalonnage pour le dosage des flavonoïdes totaux.

c) Contenu en β-carotène et en lycopène totaux (CβCLT)

Les CβCLT ont été déterminées selon une méthode précédemment décrite par les auteurs (BARROS *et al.*, 2007d ; NAGATA & YAMASHITA, 1992). 100 mg d'extrait méthanolique séché ont été vigoureusement secoués avec 10 ml d'acétone-hexane (4:6) pendant une minute et filtrés à travers le papier filtre Whatman N° 4. L'absorbance (A) de la solution de filtrat a été mesurée à 453, 505, 645

et 663 nm à l'aide d'un spectrophotomètre UV-Vis. Le contenu en β -carotène et en lycopène ont été calculées selon les équations suivantes :

$$\text{Contenu en lycopène} \left(\frac{\text{mg}}{100 \text{ ml}} \right) = [(0.0458 A_{663}) + (0.372 A_{505}) - (0.0806 A_{453})]$$

$$\text{Contenu en } \beta - \text{carotène} \left(\frac{\text{mg}}{100 \text{ ml}} \right) = [(0.216 A_{663}) - (0.304 A_{505}) + (0.452 A_{453})]$$

d) Contenu en acide ascorbique total (CAAT)

Le CAAT a été déterminé selon la méthode utilisée par (HELENO *et al.*, 2011). Une poudre fine de champignon séché (150 mg) a été extraite avec 10 ml d'acide métaphosphorique (1%), à température ambiante avec une agitation constante. Après 45 min, 100 μ l de filtrat (filtration sur papier Whatman N° 4) ont été mélangés avec 900 μ l de solution de sel de sodium de 2,6-dichloroindophénol (3 mg de 2,6-DCPIP et 2,5 mg de bicarbonate de sodium dissous dans 100 ml d'eau distillée). Après 30 min, l'absorbance a été mesurée à 515 nm par rapport à un blanc. La teneur en acide ascorbique a été calculée sur la base de la courbe d'étalonnage du standard acide L-ascorbique (2-120 μ g/ml), et les résultats ont été exprimés en mg d'équivalents d'acide L-ascorbique par gramme de poids sec (ps) (**Fig. 91**).

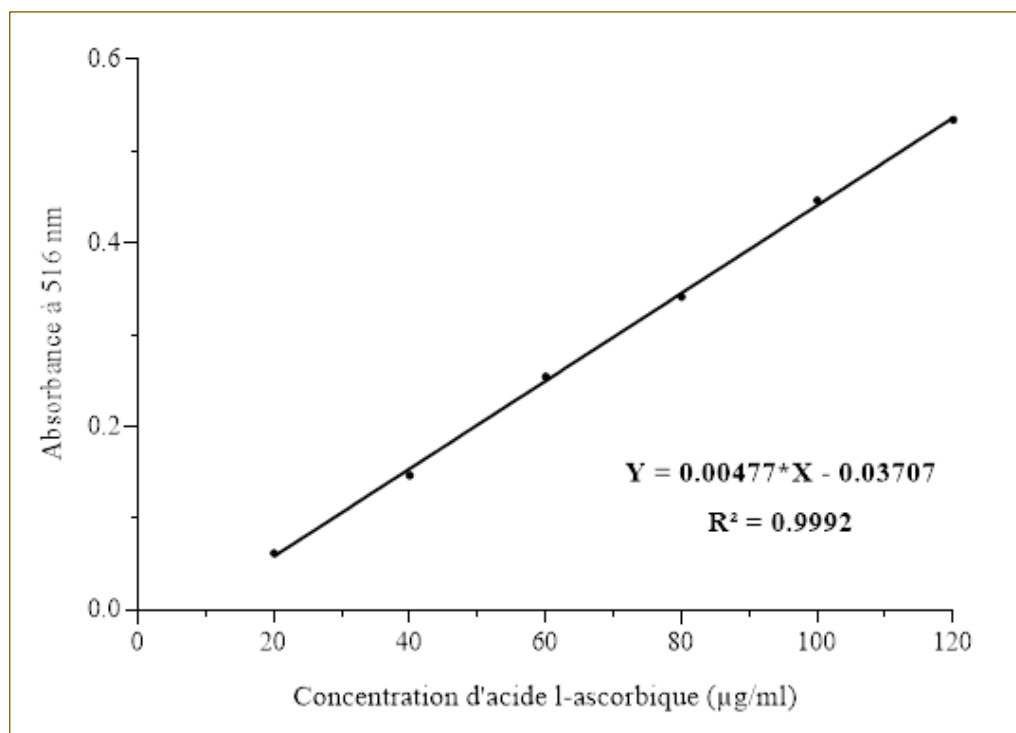


Fig. 91 : Droite d'étalonnage pour le dosage des acides ascorbiques totaux.

e) Contenu en tannins totaux (CTT)

Le CTT de la poudre de l'échantillon a été testé par la méthode Vanillin-HCL (GHATE & SRIDHAR, 2017 ; HAGERMAN, 2002). Un gramme de poids séché a été extrait avec du méthanol (50 ml à 28 °C, 24h) et centrifugé pendant 10 min à 3000 × g puis 1 ml du surnageant a été traité avec un mélange de réactifs de chlorhydrate de vanilline (vanilline à 1% dans du méthanol et HCL concentré à 8% dans du méthanol, 1:1 5 ml). Après 20 minutes d'incubation, la couleur développée a été mesurée à 500 nm par rapport au blanc. Le contenu en tannin a été exprimé en mg d'équivalent (+)-catéchine par gramme (EC/g) de ems (**Fig. 92**).

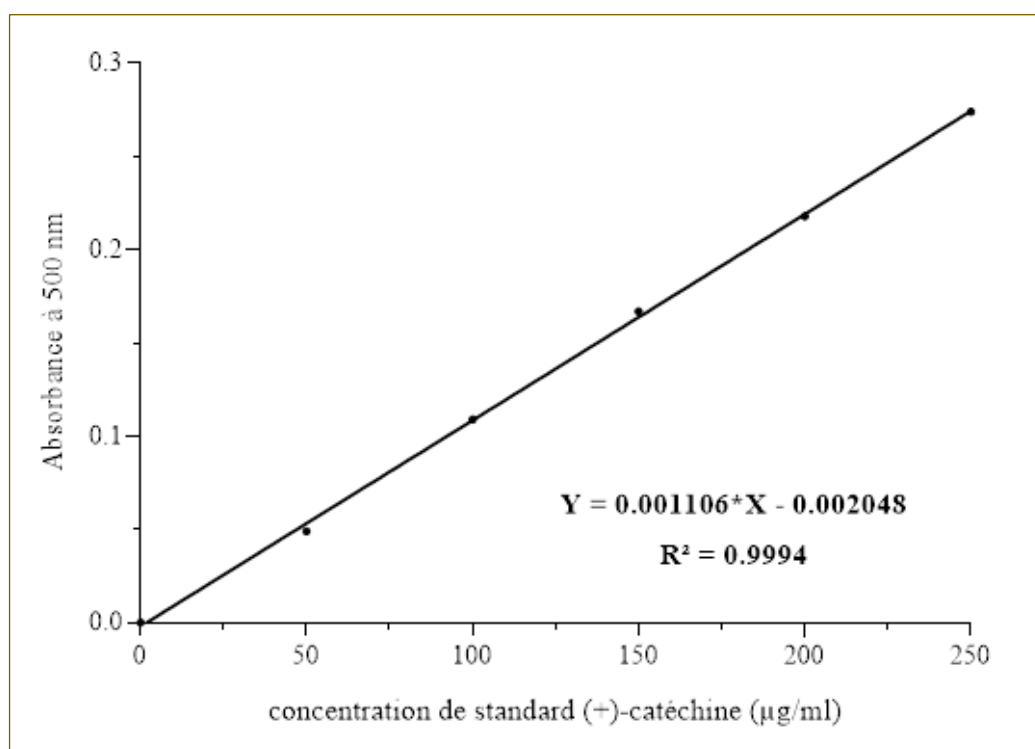


Fig. 92 : Droite d'étalonnage pour le dosage des tannins totaux

4.3.3. Extraction et analyses des composés phénoliques par CL-SM

a) Extraction des composés phénoliques

La poudre fine (1 g) a été extraite avec méthanol : eau (80 :20, v/v ; 20 ml) à -20 °C pendant 2 heures. Après sonication pendant 15 min et centrifugation à 4000 × g pendant 10 min, l'extrait a été filtré sur du papier Whatman n°4. Le résidu a ensuite été réextrait dans les mêmes conditions une fois de plus avant d'évaporer les extraits combinés à 40 °C sous pression réduite pour éliminer le méthanol. La phase aqueuse a été soumise à une extraction liquide-liquide avec de l'éther diéthylique (2 × 20 ml) et de l'acétate d'éthyle (2 × 20 ml) (**Fig. 93**). Le sulfate de sodium anhydre a été ajouté à la phase organique combinée et les extraits ont été filtrés sur du papier Whatman n° 4 avant d'être

éaporés à 40 °C jusqu'à siccité. Les extraits (5 mg) ont été dissous dans (1 ml) de méthanol : eau (80 :20, v/v) et filtrés à travers un disque filtrant LC jetable de 0,22 µm pour une analyse HPLC.



Fig. 93 : Exemple d'une extraction liquide-liquide des composés phénoliques (FCUP, 2020)

b) Analyse chromatographique CL-SM

Les profils individuels de composés phénoliques dans les champignons supérieurs étudiés ont été caractérisés par chromatographie liquide couplée à un spectromètre de masse (CL-SM) basé sur une procédure précédemment décrite par les auteurs (REIS *et al.*, 2012b) avec quelques modifications. Les analyses des extraits phénoliques par chromatographie liquide à haute performance ont été effectuées à l'aide d'un appareil Thermo HPLC Finnigan Surveyor équipé en plus d'un détecteur à matrice de photodiodes (PDA) et d'un passeur automatique Plus (Thermo Scientific, Waltham, MA, USA). La séparation chromatographique a été réalisée sur une colonne en phase inverse C18 Acclaim™ 120 (3 µm 150 × 4,6 mm) (Thermo Scientific, Waltham, MA, USA) thermostatées à 35 °C, et les pics ont été détectés à 280 nm comme longueur d'onde préférée. La phase mobile utilisée était composée de 1% d'acide acétique dans l'eau (A) et de 100% d'acétonitrile (B). Le gradient d'élution établi était de 10 % à 15 % de B sur 5 min, de 15 % à 25 % de B sur 5 min, de 25 % à 35 % de B sur 10 min, de 35 % à 50 % de B sur 10 min, isocratique à 50 % de B pendant 10 min, et rééquilibrage de la colonne, en utilisant un débit de 0,5 ml/min.

L'analyse CL-SM a été effectuée à l'aide d'une pompe LC quaternaire Plus couplée à un détecteur de masse Finnigan LCQ Deca XP MAX avec une source d'ionisation électrospray (ESI) et un quadripôle piège à ions (Thermo Scientific, Waltham, MA, USA). L'identification des composés phénoliques dans les échantillons a été caractérisée sur la base de leurs spectres UV-Vis et identifiés en comparant leurs spectres de masse et leurs temps de rétention avec ceux des standards commerciaux. Pour l'analyse quantitative des composés phénoliques, une courbe d'étalonnage a été obtenue en injectant des concentrations connues (2,5 à 80 µg/ml) de divers composés standards (acide cinnamique, acide férulique, acide gallique, acide p-hydroxybenzoïque, acide p-coumarique, acide parabène, acide protocatéchuïque, acide syringique et acide vanillique). La quantification a été faite à partir des aires des pics enregistrés à 280 nm par comparaison avec des courbes d'étalonnage

obtenues à partir du standard de chaque composé. Les résultats ont été exprimés en μg par gramme de poids sec. Les spectres et les pics acquis ont été analysés à l'aide de Xcalibur™ (Thermo Fisher Scientific).

4.3.4. Analyse chimique des extraits méthanoliques par CPG-SM.

a) Dérivatisation de l'extrait méthanolique

Avant l'analyse par CPG-SM, l'extrait méthanolique de chaque échantillon (10 mg) a été dérivatisé en ajoutant 100 μl de pyridine anhydre et 100 μl de N,O Bis(triméthylsilyl)trifluoroacétamide (BSTFA), et le mélange a été chauffé à 80 °C pendant 25 min, puis le mélange a été dilué avec 200 μl de chloroforme (ÇAYAN *et al.*, 2014 ; POPOVA *et al.*, 2005) (**Fig. 94**). Le volume de 50 μl de la solution dérivatisée a été utilisé pour l'analyse CPG-SM.

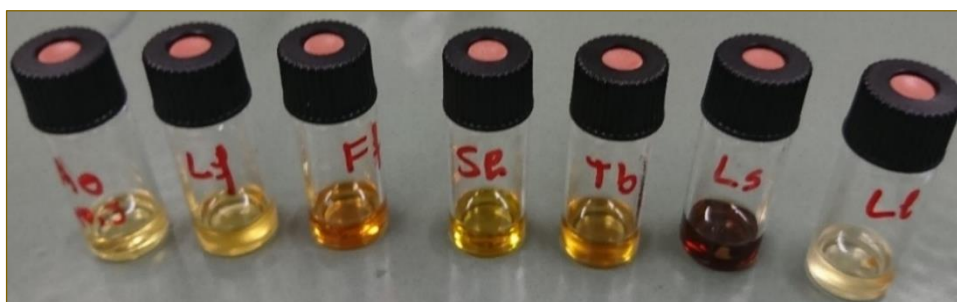


Fig. 94 : Photographie de quelques échantillons d'extraits méthanoliques sont dérivatisés par BSTFA et prêts à être analysés par CPG-SM.

b) Analyse chromatographique CPG-SM

La solution dérivatisée (**Fig. 94**) a été analysée par chromatographie en phase gazeuse (CPG) (CPG Trace 1300 ; Thermo Fisher Scientific, Waltham, MA, USA) reliée à un système de spectrométrie de masse (SM) (SM quadripolaire unique ISQ ; Thermo Fisher Scientific. La CPG était équipée d'une colonne capillaire DB-5 (30 μm , 0,25 mm i.d., épaisseur du film 0,25 μm) avec une phase stationnaire non polaire (5 % phényle, 95 % diméthylpolysiloxane). La température de la colonne a été programmée de 50 à 350 °C à un taux de 5 °C/min. L'hélium a été utilisé comme gaz porteur à un débit de 0,75 ml/min. L'acquisition du spectre de masse est effectuée sur un spectrophotomètre de masse quadripôle avec une gamme m/z comprise entre 20 et 400 avec 0,1 scan/s et une énergie d'ionisation d'électrons de 70 eV. La température de la source, de la ligne de transfert et du détecteur est de 350 °C. Les indices de rétention ont été calculés pour tous les composants en utilisant une série homologue des standards connus de mélange d'alcane (C_8 - C_{20} et C_{21} - C_{40}) injectés dans des conditions égales à celles de l'échantillon. L'identification des composants des extraits de champignons était basée sur les indices de rétention (IR) relatifs aux alcanes avec ceux des composés authentiques et avec les données spectrales obtenues à partir des bases de

données du National Institute Standard and Technology (NIST2014) et des bibliothèques PubChem des composés correspondants. Les spectres acquis ont été analysés à l'aide de Xcalibur™ (Thermo Fisher Scientific).

4.4. Evaluation des activités biologiques d'extraits méthanoliques des champignons supérieurs

Aujourd'hui, plusieurs chercheurs s'intéressent aux champignons supérieurs sauvages pour leurs richesses en nutriments et en molécules bioactives ayant des propriétés médicinales. En effet, les champignons sont devenus un objectif prioritaire pour les recherches scientifiques en industrie alimentaire et en pharmaceutique.

La grande biodiversité des champignons supérieurs dans le Nord du Maroc est un point fort pour notre recherche scientifique et le développement de nouveaux produits et médicament d'origines naturelles. Afin de valoriser ces champignons et leurs biomolécules, nous nous intéressons à l'évaluation de leurs activités biologiques. Dans le cadre de cette thèse, trois activités biologiques ont été réalisées notamment les activités antioxydantes, les activités antibactériennes et les activités antifongiques des extraits méthanoliques. Les activités antioxydantes ont été effectuées par trois méthodes. Alors que, les évaluations antimicrobiennes (antibactérienne et antifongiques) ont été faites par l'utilisation de la méthode de microdilution en bouillon recommandé par CLSI (CLSI, 2009, 2008a, 2008b, 2008c) (**Fig. 95**).

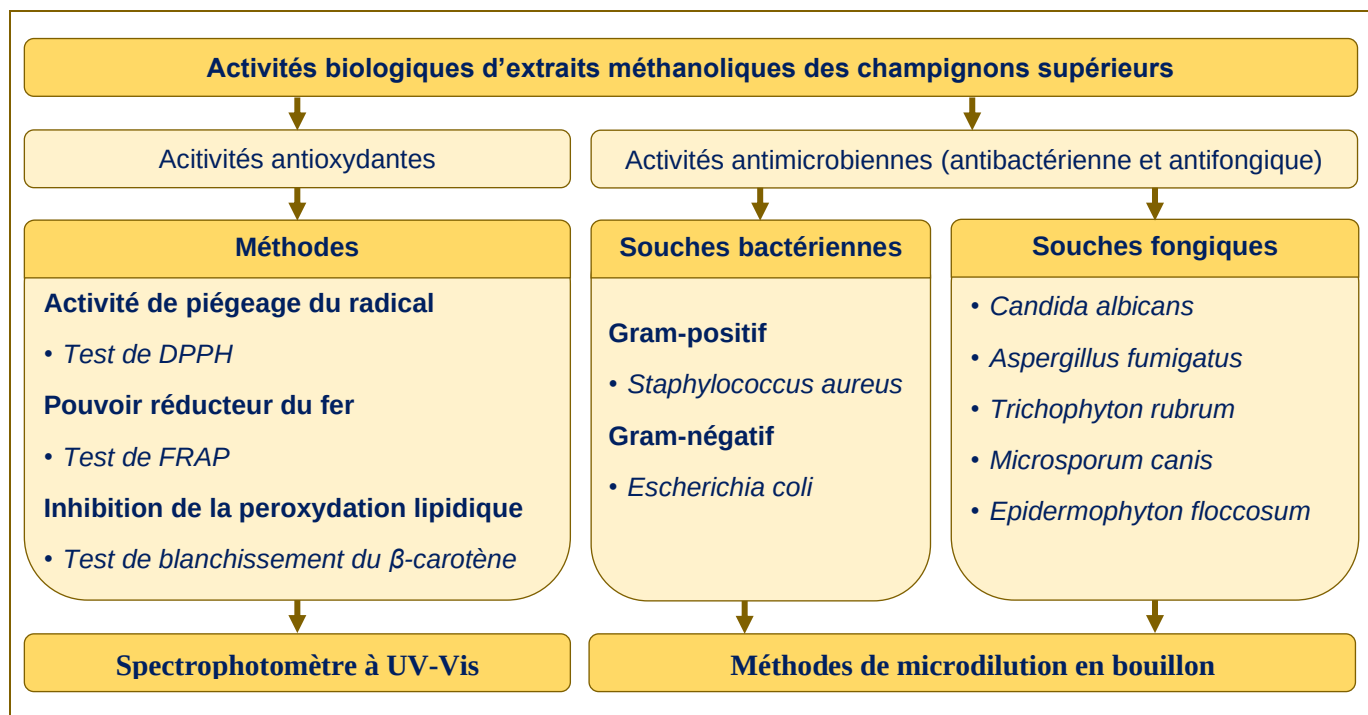


Fig. 95 : Représentation schématique des tests et méthodes utilisés pour évaluer l'activité antioxydante et antimicrobienne des champignons supérieurs.

4.4.1. Activités antioxydantes des extraits méthanoliques

L'activité antioxydante de l'extrait méthanolique des champignons étudiés a été évaluée par trois tests différents, notamment le piégeage des radicaux DPPH, le pouvoir réducteur du fer (FRAP) et le test d'inhibition du blanchiment du β -carotène, selon des méthodes précédemment décrites par auteur (HELENO *et al.*, 2010), avec de légères modifications. Le trolox a été utilisé comme standard de référence.

a) Standard antioxydant utilisé : Trolox

L'acide 3,4-dihydro-6-hydroxy-2,5,7,8-tétraméthyl-2H-1-benzopyran-2-carboxylique connu sous le nom de Trolox est un antioxydant hydrosoluble synthétisé en tant que dérivé de la vitamine E, et plus particulièrement l' α -tocophérol (**Fig. 96**) en 1974 (SCOTT *et al.*, 1974). Il est utilisé en biologie et en chimie pour limiter des dommages dus au stress oxydant.

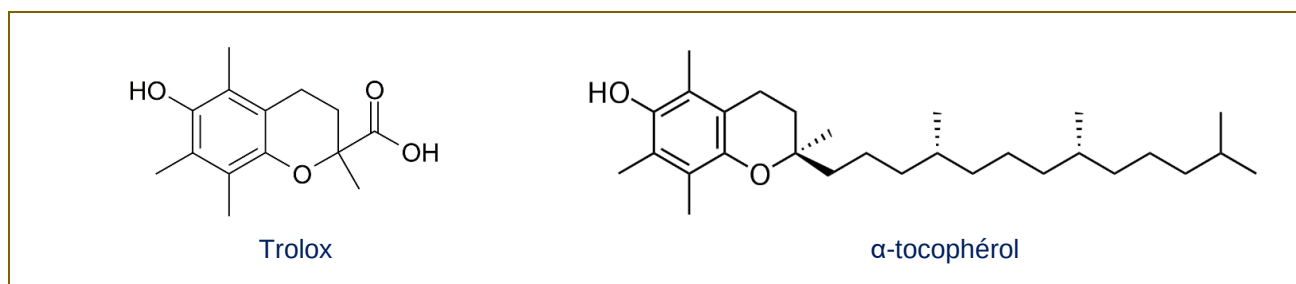


Fig. 96 : Structures du Trolox et α -tocophérol (Vitamine E).

b) Activité de piégeage du radical libre DPPH (APR)

L'APR des échantillons a été mesurée en utilisant le radical libre stable DPPH (1,1-diphényl-2-picrylhydrazyl). Un volume de 0,3 ml de solution d'extrait méthanolique à différentes concentrations a été placé dans différents tubes à essai, et 2,7 ml de solution de radicaux DPPH (6×10^{-5} mol/L) ont été ajoutés à chaque tube à essai, puis le mélange a été secoué vigoureusement et laissé à température ambiante pendant 30 minutes dans un endroit sombre pour compléter la réaction (**Fig. 97**). L'absorbance a été mesurée à 517 nm à l'aide d'un spectrophotomètre à UV-Vis contre un blanc. L'APR a été calculée en tant que pourcentage de la décoloration DPPH en utilisant l'équation :

$$APR (\%) = [(A_{DPPH} - A_{\text{Échantillon}}) / A_{DPPH}] \times 100$$

Où A_{DPPH} est l'absorbance de la solution DPPH et $A_{\text{Échantillon}}$ est l'absorbance de l'extrait testé. La concentration d'extrait fournissant 50% d'APR (CI_{50}) a été calculée à partir du graphique du pourcentage d'APR par rapport à la concentration d'extrait.

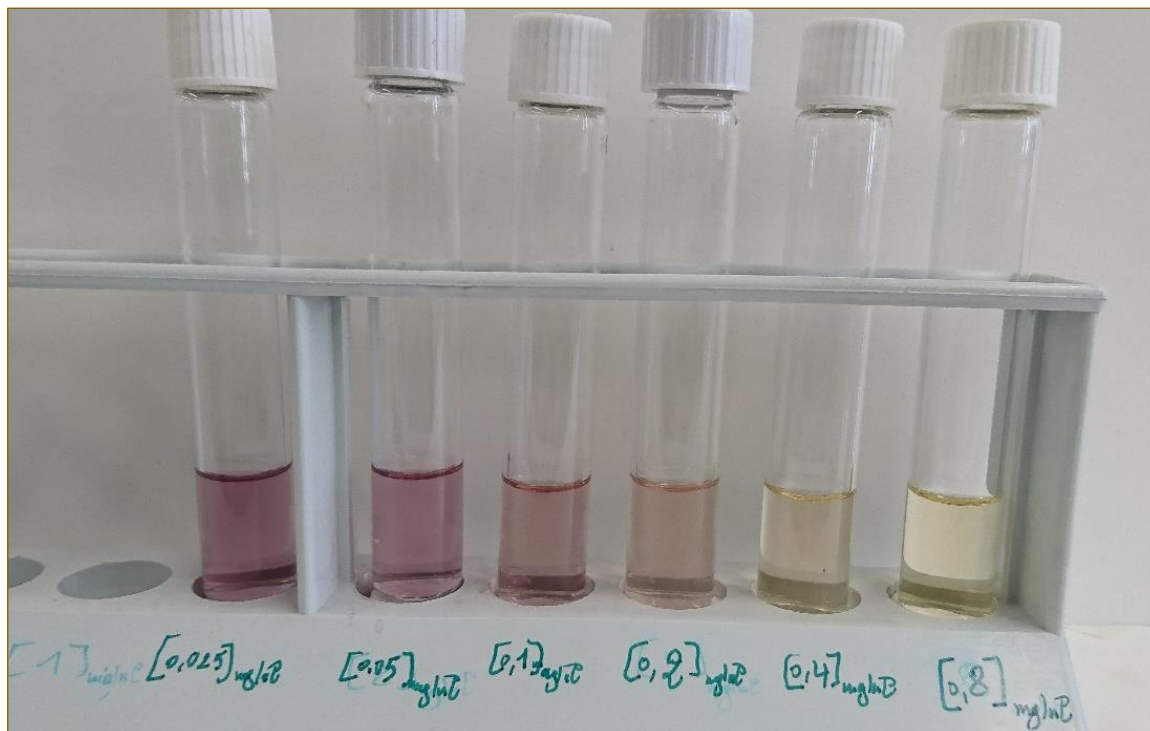


Fig. 97 : Photo montrant un exemple de l'évaluation de l'activité de piégeage du radical DPPH.

c) Test du pouvoir réducteur du fer (FRAP)

Le volume de 1,5 ml des différentes concentrations de la solution d'extrait méthanolique de chaque champignon a été mélangé avec 1,5 ml de tampon phosphate de sodium (0,2 M, pH 6,6) et 1,5 ml de solution de ferricyanure de potassium (1%). Le mélange réactionnel a été incubé pendant 20 minutes à 50 °C pour terminer la réaction. Après l'incubation, un volume de 1,5 ml de solution d'acide trichloracétique (10 %) a été ajouté, et le mélange total a été centrifugé à 1000 tr/min pendant 8 min. Ensuite, un volume de 1,5 ml de la solution de la couche supérieure a été mélangé avec 1,5 ml d'eau distillée et 0,3 ml de solution de chlorure ferrique (0,1%) (**Fig. 98**). L'absorbance de la solution a ensuite été mesurée à 690 nm en utilisant un spectrophotomètre à UV-Vis par rapport à un blanc contenant le même mélange de solutions sans extrait de champignon. La concentration de l'extrait fournissant 0,5 de l'absorbance (CI_{50}) a été calculée à partir du graphique de l'absorbance en fonction de la concentration de l'extrait.

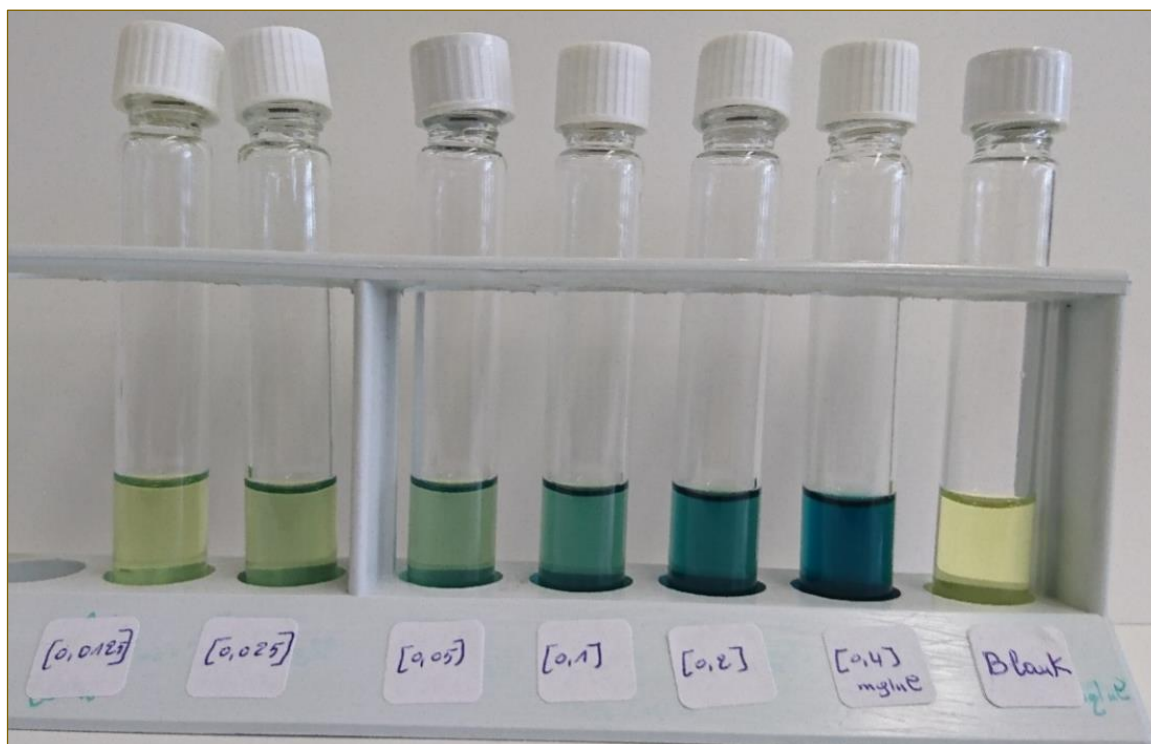


Fig. 98 : Photo montrant un exemple de l'évaluation du pouvoir réducteur (FRAP).

d) Test de blanchissement du bêta-carotène

L'activité antioxydante des extraits méthanoliques a été réalisée en utilisant le système modèle β -carotène/linoléate. Deux ml de solution de β -carotène (0,2 mg/ml dans du chloroforme) ont été mélangés avec 40 mg d'acide linoléique et 400 mg de Tween 40, puis le chloroforme a été éliminé à 40 °C sous un évaporateur sous vide. Le résidu obtenu a été immédiatement dilué dans 100 ml d'eau distillée et secoué vigoureusement pour former une émulsion. Une aliquote de 4,8 ml de l'émulsion a été transférée dans des tubes à essai contenant 0,2 ml de différentes concentrations de chaque extrait de champignon. Le mélange a été bien agité et l'absorbance a été mesurée immédiatement au temps zéro à 470 nm par rapport au blanc contenant l'émulsion sans β -carotène. Les tubes ont été incubés au bain-marie à 50 °C et à 100 tr/min et l'absorbance a été mesurée pour la deuxième fois à 120 min (**Fig. 99**). Un contrôle contenant du méthanol au lieu de l'extrait a été réalisé en parallèle (**Fig. 99**). L'inhibition du blanchiment du β -carotène a été calculée en utilisant la formule suivante : $(\%) = (\text{teneur en } \beta\text{-carotène après 2 heures de l'essai} / \text{teneur initiale en } \beta\text{-carotène}) \times 100$. La concentration de l'extrait fournissant 50 % d'activité antioxydante (CI_{50}) a été calculée par interpolation à partir du graphique du pourcentage d'inhibition du blanchiment au β -carotène par rapport à la concentration de l'extrait.

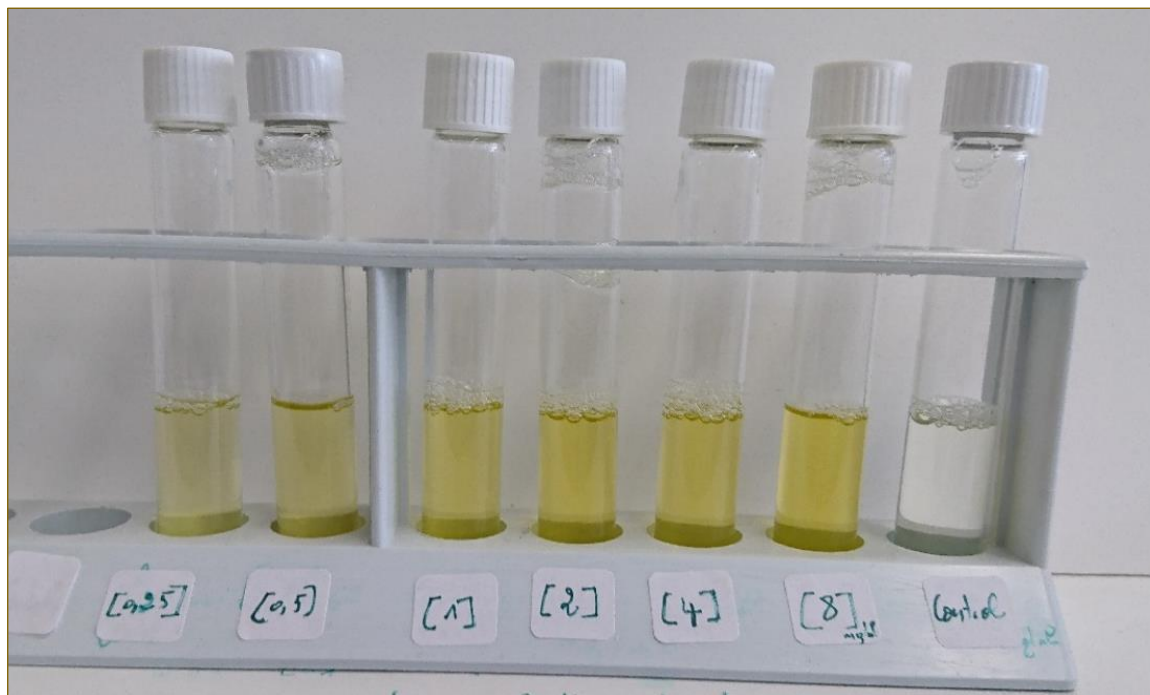


Fig. 99 : Photo montrant un exemple de l'inhibition du blanchiment au β -carotène

4.4.2. Activités antimicrobiennes des extraits méthanoliques

Dans notre travail, nous avons choisi la technique de microdilution en bouillon recommandée par le CSLI (Clinical and Laboratory Standards Institute) pour évaluer les activités antimicrobiennes (antibactérienne et antifongique) des extraits méthanoliques des trois champignons supérieurs récoltés au Nord du Maroc. En utilisant cette technique, la concentration minimale inhibitrice (CMI ou MIC en Anglais) et la concentration minimale bactéricide (CMB ou MBC en Anglais) ou la concentration fongicide minimale (CMF ou MFC en Anglais) ont été calculées. Gentamicine, terbinafine et voriconazole, trois standards recommandés par le CLSI sont utilisés dans notre étude (CLSI, 2009, 2008a, 2008b, 2008c).

- *Gentamicine* : c'est un antibiotique de la famille des aminoglycosides utilisé pour traiter divers types d'infections bactériennes.
- *Terbinafine* : c'est un antimycosique utilisé contre les dermatophytoses.
- *Voriconazole* : c'est un médicament antifongique utilisé pour traiter un certain nombre d'infections fongiques y compris l'aspergillose, la candidose et autres.

a) Microorganismes testés et milieux de culture

L'activité antimicrobienne des extraits de champignons supérieurs a été testée contre sept microorganismes pathogènes pour l'Homme dont deux souches bactériennes et cinq souches

fongiques (**Tabl. 23**). Toutes les souches fongiques ont été conservées dans le bouillon dextrose Sabouraud (SDB) avec 20 % de glycérol à -70°C et repiquées dans la gélose dextrose Sabouraud (SDA) ou gélose pomme de terre dextrose (PDA*) avant chaque test, pour confirmer les conditions de croissance et de pureté optimales. Les deux souches bactériennes ont été conservées en milieu de bouillon de Mueller-Hinton (MHB) avec 15% de glycérol à -70°C et repiquées en gélose Mueller-Hinton (MHA) avant chaque test, pour confirmer les conditions de croissance et de pureté optimales. Tous les microorganismes employés dans ce travail ont été obtenus auprès du Laboratoire de Mycologie, Faculté de Pharmacie, Université de Porto (Portugal), où tous les tests de sensibilité ont été effectués.

Tabl. 23 : Répartition des souches de pathogènes humains testés.

Souches des pathogènes humains	Familles	Origine
Souches bactériennes		
Gram-négatif : <i>Escherichia coli</i> ATCC 25922	Enterobacteriaceae	Urines
Gram-positif : <i>Staphylococcus aureus</i> ATCC 25923	Staphylococcaceae	Urines
Souches fongiques		
Levure : <i>Candida albicans</i> ATCC 10231	Saccharomycetaceae	Muqueuses, peau et intestin.
Champignons filamenteux :		
- Moisissure : <i>Aspergillus fumigatus</i> ATCC 46645	Trichocomaceae	Nature (sol, matière organique en décomposition, air, etc.)
- Dermatophytes : <i>Trichophyton rubrum</i> FF5 <i>Epidermophyton floccosum</i> FF9 <i>Microsporum canis</i> FF1	Arthrodermataceae	Ongles et peau

b) Préparation de l'inoculum

La préparation des inocula de bactéries, levures et champignons filamenteux a été effectuée selon la méthode de suspension directe des colonies du CLSI (CLSI, 2009, 2008a, 2008b, 2008c). Les inocula de bactéries et de levures ont été préparés à partir d'une culture fraîche de 24 heures ajustée avec une solution saline stérile pour obtenir une turbidité équivalente à celle d'un standard McFarland 0.5 par évaluation photométrique. Il en résulte une suspension contenant environ $1 \text{ à } 2 \times 10^8$ UFC (unités formant colonie) /ml pour les bactéries et environ $1 \text{ à } 5 \times 10^6$ CFU/ml pour les levures. Ensuite les suspensions à McFarland 0.5 ont été diluées dans le bouillon de Mueller-Hinton en cas de bactéries et dans le bouillon de RPMI-1640 frais pour les levures, afin d'obtenir un inoculum de travail final ($1 \text{ à } 2 \times 10^5$ CFU/ml pour les bactéries et $1 \text{ à } 5 \times 10^3$ CFU/ml pour les levures). En ce qui concerne les champignons filamenteux, les suspensions ont été préparées à partir de cultures matures et fraîches en SDA ou PDA*. Les suspensions de spores ont été ajustées avec une solution

saline stérile à environ 5×10^5 spores/ml pour les dermatophytes et à environ 2×10^6 spores/ml pour *Aspergillus* en comptant les conidies dans un hémocytomètre. Les suspensions de travail final ont été préparées par dilution 1:100 des suspensions initiales avec le bouillon de RPMI-1640 dans le cas des dermatophytes et par dilution 1:50 pour l'*Aspergillus*. Le volume de 100 μ l de l'inoculum de travail final a été utilisé pour les tests d'activité antimicrobienne *in vitro*.

c) Activité antifongique

L'activité antifongique des extraits méthanoliques et témoins ont été basés sur la méthode de microdilution en bouillon sur plaque à 96 puits (**Fig. 100**) qui a été utilisé pour déterminer les CMI selon le CLSI (CLSI, 2008a, 2008b, 2008c). Initialement, les extraits ont été dissous dans 25 % de diméthylsulfoxyde (DMSO) en formant une solution mère, puis une série de dilutions au double a été préparée dans le milieu de bouillon RPMI-1640 dans des tubes Eppendorf pour obtenir différentes concentrations. Le volume de 100 μ l de chaque concentration a été transféré dans chaque puits de la microplaque à 96 puits, suivis de l'ajout de 100 μ l de l'inoculum fongique final à tous les puits de la microplaque. Les microplaques ont été incubées sans agitation, pendant 48h à 37°C pour *Candida* et *Aspergillus* et d'une période de sept jours à 25°C pour les dermatophytes.

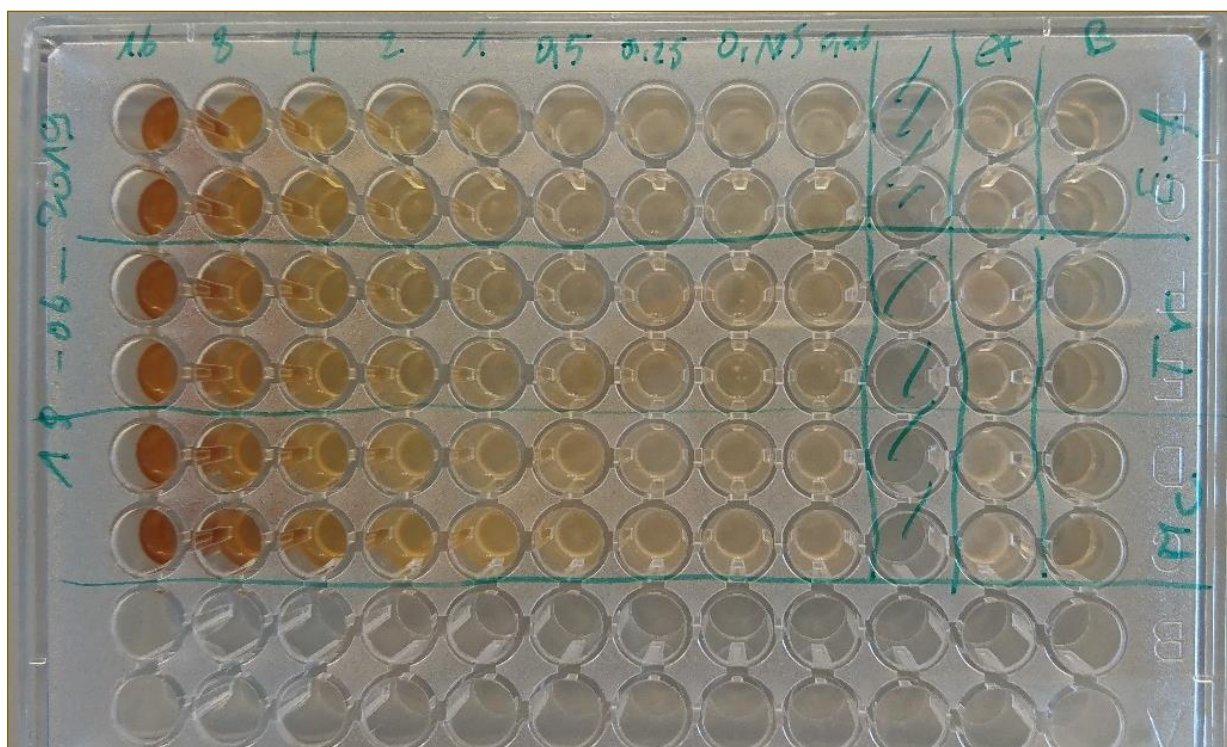


Fig. 100 : Photo montrant une plaque à 96 puits pour la détermination des CMI.

La concentration la plus faible sans croissance visible (confirmée au microscope binoculaire) a été définie comme la CMI (**Fig. 100**). Les concentrations minimales de fongicides (CMF) ont été déterminées en inoculant 10 μ L de puits qui ne présentait aucune croissance visible dans des boîtes

de Pétri de milieu gélose dextrose de Sabouraud. Le CMF était la concentration la plus petite, qui a montré une inhibition de la croissance de 100% des taches fongiques testées après l'inoculation à 37°C pendant 48h pour *C. albicans* et *A. fumigatus* et à 25°C pendant sept jours pour les dermatophytes (**Fig. 101**).

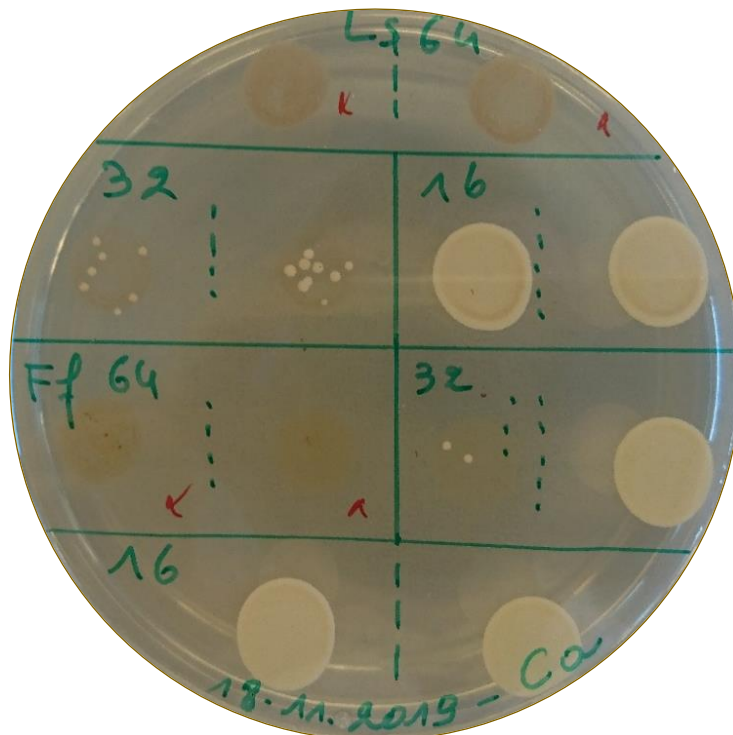


Fig. 101 : Photo montrant une boîte de Pétri de repiquage pour la détermination des CMF ou des CMB.

d) Activité antibactérienne

Le potentiel antibactérien des extraits a été évalué à l'aide de la méthode de microdilution, qui permet de déterminer la concentration minimale inhibitrice (CMI) (CLSI, 2009). Brièvement, les CMI d'extraits de champignons dissous dans une solution à 25% de DMSO ont été préparées dans le bouillon de Mueller-Hinton pour atteindre différentes concentrations. Le volume de 100 µl de solution d'extrait et 100 µl d'inoculum final de bactéries ont été répartis dans des microplaques à 96 puits stériles (**Fig. 100**). Les microplaques ont ensuite été incubées pendant 24 h à 37°C.

La plus petite concentration d'extrait sans croissance visible (confirmée au microscope binoculaire) a été définie comme une concentration qui a complètement inhibé la croissance bactérienne (CMI) (Fig. 1). La concentration bactéricide minimale (CMB) a été déterminée en inoculant 10 µl de ceux puits qui ne présentait aucune turbidité, dans des boîtes de Pétri contenant le milieu gélose MH. Le CMB était la concentration la plus petite qui a totalement inhibé la croissance des souches bactériennes testées après l'incubation à 37°C pendant 24 h (**Fig. 101**).

5. Résultats : Article publié dans un Journal indexé Web of Sciences



Intitulé : Composition chimique et activités antioxydantes et antimicrobiennes de *Lactarius sanguifluus*, un champignon sauvage comestible du Nord Maroc.

5.1. Introduction

La flore mycologique du nord du Maroc est très riche et diversifiée (DANIËLS *et al.*, 2016 ; EL KHOLFY *et al.*, 2011). La forêt de Koudiat Taifour, un site d'intérêt biologique et écologique (SIBE) dans la région de Tanger-Tétouan-Al-Hoceima au nord du Maroc, compte environ soixante-dix espèces fongiques, dont *Lactarius sanguifluus*. Cependant, cette partie importante du patrimoine mycologique de la forêt de Koudiat Taifour n'est ni exploitée ni protégée efficacement. Dans la culture marocaine, la plupart des champignons sauvages sont trop toxiques pour être consommés. Récemment, les champignons sauvages ont fait l'objet d'études et d'analyses approfondies à l'échelle internationale, et se sont avérés avoir un rôle important sur le plan alimentaire (compléments nutritionnels) et pharmaceutique. La plupart des champignons sont riches en sels minéraux, vitamines, substances organiques et composés chimiques biologiquement actifs, et sont connus pour leurs propriétés antioxydantes, antimicrobiennes, immunostimulantes, anticancéreuses et hypocholestérolémiantes (FERREIRA *et al.*, 2007). *L. sanguifluus* fait partie des espèces de champignons qui ont bénéficié d'études physicochimiques et microbiologiques : les acides gras et l'activité antioxydante de cette espèce ont été étudiés en Inde (PUTTARAJU *et al.*, 2006) ; ses micro-constituants bioactifs et ses propriétés antioxydantes ont été explorés en Grèce (PUTTARAJU *et al.*, 2006), et ses activités phytochimiques et antimicrobiennes qualitatives ont également été analysées en Inde (THAKUR & SAYEED, 2014). Au Maroc, les études sur les champignons supérieurs ont souvent été descriptives, systématiques, géographiques et non analytiques. De même, la culture des champignons supérieurs est un secteur peu développé au Maroc. Il existe actuellement des projets mondiaux visant à développer la culture de certaines espèces de champignons dans les pays sous-développés où il y a des pénuries alimentaires. Dans les pays développés, la culture des champignons est bien développée ; les champignons font partie du régime alimentaire de ces pays.

Le patrimoine fongique du Maroc (dont *L. sanguifluus*) est de plus en plus menacé par le changement climatique, les incendies et la destruction directe des forêts. Dans l'étude rapportée dans le présent article, nous avons étudié l'importance nutritionnelle et pharmaceutique des champignons sauvages comestibles marocains et les avons comparés à des champignons d'autres pays afin de valoriser les champignons sauvages comestibles marocains. La première étape vers cet objectif a été d'évaluer qualitativement et quantitativement les composés biochimiques et les activités antioxydantes, antibactériennes et antifongiques des extraits de *L. sanguifluus* en utilisant des équipements et des méthodes d'analyse et de test d'activité sophistiqués, comme décrit ci-dessous.

5.2. Matériels et méthodes

5.2.1. Le champignon étudié

Lactarius sanguifluus (Paulet : Fr.) Fr. 1838 est une espèce de champignon qui appartient à la famille des Russulaceae et qui est communément connu sous le nom de bouchon de lait sanglant. Les fructifications de *L. sanguifluus* poussent au sol en association avec des pins (espèce ectomycorhizienne). Ce champignon sauvage comestible a été récolté durant l'hiver 2018 dans la forêt de conifères de Koudiat Taifour, un site d'intérêt biologique et écologique au nord du Maroc (35°68'25.35" N, 5°28'48.25" W). Après avoir étudié les principaux caractères macroscopiques et microscopiques des champignons collectés, deux clés de détermination ont été utilisés pour identifier les espèces d'intérêt (MALENÇON & BERTAULT, 1970) et (REGIS, 1994). L'échantillon a été vérifié comme étant *L. sanguifluus* par comparaison avec des échantillons authentiques présentés dans des sources de référence sur Internet et citation ou étude de cette espèce dans le nord du Maroc par plusieurs auteurs (DANIËLS *et al.*, 2016 ; EL KHOLFY *et al.*, 2011 ; ABOUROUH, 2011).

5.2.2. Du basidiocarpe de *Lactarius* frais à l'extrait méthanolique

Lorsque les fructifications de *Lactarius* ont été collectées, elles ont été immédiatement nettoyées, pesées, coupées en petits morceaux, placées à l'ombre pendant 15 jours pour sécher, puis broyées jusqu'à obtenir une poudre qui passe à travers 20 mailles. Les morceaux contaminés ont été éliminés. L'extraction au méthanol a été réalisée selon une procédure décrite au chapitre II de la partie expérimentale 1.3.1. ([Préparation des extraits méthanoliques](#)). Le rendement d'extraction a été calculé en utilisant la formule existant dans le même chapitre.

5.2.3. Estimation des concentrations de molécules bioactives chez *L. sanguifluus* par spectrophotométrie

Contenus phénoliques totaux (CPT), contenu en flavonoïdes totaux (CFT), contenu en β -carotène et en lycopène totaux (C β CLT), contenu en acide ascorbique total (CAAT) et contenu en tannins totaux (CTT) de *L. sanguifluus* ont été déterminés selon les procédures décrites au chapitre II de la partie expérimentale 1.3.2 ([Détermination des composés bioactifs par spectrophotomètres à UV-Visible](#)).

5.2.4. Extraction et analyse des composés phénoliques par CL-SM

L'extraction des composés phénoliques pour les analyser par CL-SM a été réalisée selon une procédure décrite au chapitre II de la partie expérimentale 1.3.3 a) ([Extraction des composés phénoliques](#)). Tandis que, ces composés phénoliques d'extrait de *Lactarius sanguifluus* ont été identifiés et quantifiés par chromatographie liquide couplée à un spectromètre de masse (CL-SM) avec une colonne en phase inverse comme décrit au chapitre II de la partie expérimentale 1.3.3 b) ([Analyse chromatographique CL-SM](#)).

5.2.5. Analyse de l'extrait méthanolique de *L. sanguifluus* par CPG-SM

Les biomolécules présentes dans l'extrait méthanolique de *Lactarius sanguifluus* ont été identifiées par chromatographie en phase gazeuse couplée à un spectrophotomètre de masse (CPG-SM)/colonne capillaire comme décrit au chapitre II de la partie expérimentale 1.3.4 ([Analyse chimique des extraits méthanoliques par CPG-SM](#)).

5.2.6. Activité antioxydante de l'extrait méthanolique de *L. sanguifluus*

L'activité antioxydante de l'extrait méthanolique de *L. sanguifluus* a été évaluée par trois tests différents, notamment le piégeage des radicaux DPPH, le pouvoir réducteur et le test d'inhibition du blanchiment du β -carotène, selon les méthodes décrites au chapitre II de la partie expérimentale 1.4. ([Activités antioxydantes des extraits méthanoliques](#)). Le trolox a été utilisé comme un standard de référence.

5.2.7. Activité antimicrobienne de l'extrait méthanolique de *L. sanguifluus*

L'activité antimicrobienne de l'extrait méthanolique de *L. sanguifluus* a été testée contre sept micro-organismes pathogènes pour l'homme, dont deux souches de bactéries Gram-négatives et Gram-positives et cinq souches fongiques, qui sont décrites au chapitre II de la partie expérimentale 1.4.2. a) ([Microorganismes testés et milieux de culture](#)).

L'activité antimicrobienne, y compris l'activité antifongique et l'antibactérienne de l'extrait méthanolique de *L. sanguifluus*, a été déterminée en utilisant la méthode de microdilution en bouillon recommandée par le CLSI (Clinical and Laboratory Standard Institute). La préparation des inocula était basée sur les procédures décrites au chapitre II de la partie expérimentale 1.4.2. b) (Préparation de l'inoculum).

La concentration minimale inhibitrice (CMI), la concentration minimale bactéricide (CMB) et la concentration minimale fongicide (CMF) ont été déterminées comme décrit au chapitre II de la partie expérimentale 1.4.2. c) (Activité antifongique) et au chapitre II de la partie expérimentale 1.4.2. d) (Activité antibactérienne).

5.2.8. Analyses statistiques

Toutes les mesures ont été effectuées en triple, y compris la préparation des standards. Les valeurs résultantes ont été comparées par analyse de variance (ANOVA) avec le test à gammes multiples de Duncan ($P = 0,05$).

5.3. Résultats et discussions

5.3.1. Rendement d'extraction et description

Le rendement moyen ($n=6$) de la matière sèche obtenue à partir des fructifications fraîches de *L. sanguifluus* après 15 jours était d'environ 9%, ce qui est similaire à celui obtenu dans une étude précédente par (KALOGEROPOULOS *et al.*, 2013). Le rendement d'extraction ($n = 3$) de l'extrait méthanolique de l'échantillon en poudre a été observé à environ 24,33%, ce qui est inférieur au rendement rapporté par (PUTTARAJU *et al.*, 2006) à partir d'un échantillon indien (28%). Cependant, les rendements d'extraction de deux autres espèces de *Lactarius* étudiées par (HELENO *et al.*, 2010), *L. aurantiacus* (21,29%) et *L. salmonicolor* (26,42%), se sont avérés assez similaires au rendement de notre échantillon. L'extrait méthanolique de *L. sanguifluus* est généralement obtenu sous la forme d'une poudre odorante de viscosité variable et de couleur rouge orangé.

5.3.2. Détermination des composés bioactifs par spectrophotométrie

La détermination spectrophotométrique des composés bioactifs présents dans la fructification de *L. sanguifluus* (Tabl. 24) a montré que ce champignon a un contenu phénolique total significatif (18,71 mg EAG/g de ems). Cette teneur est supérieure à celles précédemment rapportées par (KALOGEROPOULOS *et al.*, 2013) en Grèce (13,66 mg EGA/g de ems) et par (PUTTARAJU *et al.*, 2006) en Inde (7,3 mg EGA/g de ems). Cependant, pour les échantillons de *Boletus aereus* du nord-est du

Portugal (HELENO *et al.*, 2011), la teneur en phénols la plus élevée a été observée à 46,05 mg EGA/g de ems. Le contenu en flavonoïdes de l'extrait méthanolique de *L. sanguifluus* (18,81 mg EC/g de ems) s'est avéré plus élevé que celui d'une autre espèce comestible de *Lactarius* (8,814 mg EC/g de ems) rapportée au Portugal par (BARROS *et al.*, 2007c, 2007d). La fructification de *L. sanguifluus* présentait des quantités notables d'acide ascorbique (3,50 mg/g), de tannins (3,86 mg/g), de β -carotène (0,11 mg/g) et de lycopène (0,10 mg/g). Cependant, le niveau d'acide ascorbique s'est avéré similaire à ceux enregistrés par (HELENO *et al.*, 2011), pour six espèces de *Boletus* (1,58 à 5,40 mg/g de ps). Dans l'ensemble, l'extrait méthanolique de *L. sanguifluus* contenait des quantités significatives de composés bioactifs tels que des composés phénoliques, de l'acide ascorbique et des caroténoïdes, qui pourraient conduire à des activités biologiques telles que des activités antioxydantes (FERREIRA *et al.*, 2009) et antimicrobiennes (ALVES *et al.*, 2012).

Tabl. 24 : Résultats de l'analyse biochimique quantitative de l'extrait méthanolique de *L. sanguifluus*

Composés bioactifs	Quantité
Phénolique totale (mg EAG/g d'ems)	18.71 $\pm$ 0.66 ^c
Flavonoïde totale (mg EC/g d'ems)	18.81 $\pm$ 0.02 ^c
β -Carotène (mg/g d'ems)	0.11 $\pm$ 0.03 ^a
Acide Ascorbique (mg/g de ps)	3.50 $\pm$ 0.20 ^b
Tannin (mg EC/g de ps)	3.86 $\pm$ 0.48 ^b
Lycopène (mg/g d'ems)	0.10 $\pm$ 0.04 ^a

Les valeurs sont exprimées en tant que moyenne $\pm$ écart-type (ET) de trois mesures indépendantes.

Selon le test des fourchettes multiples de Duncan, les moyennes au sein d'une colonne qui sont suivies de la même lettre minuscule ne sont pas significativement différentes à $P < 0,05$ (groupes homogènes).

5.3.3. Analyse des composés phénoliques par CL-SM

L'extrait méthanol : eau de *L. sanguifluus* a été analysé par CL-SM pour identifier et quantifier les composés phénoliques présents. Les composés ont été identifiés sur la base de leurs temps de rétention en CL (t_R), de leurs caractéristiques UV-visible et de leurs spectres de masse après ionisation positive et négative à différentes tensions de fragmentation par comparaison avec des standards authentiques. Un examen attentif des spectres SM obtenus à partir du profil CL-UV de l'extrait phénolique a confirmé la présence des neuf composés phénoliques qui ont été testés comme standard (**Fig. 102**).

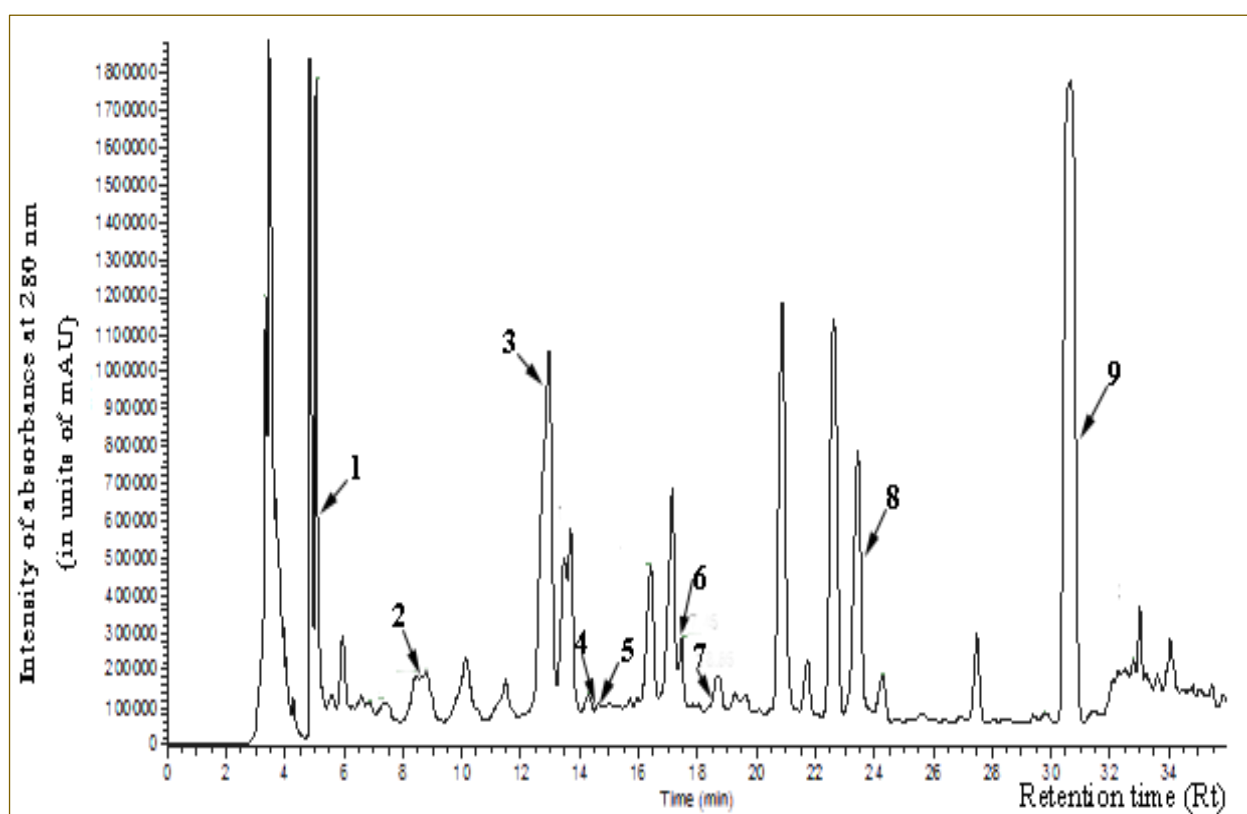


Fig. 102 : Chromatogramme CL-SM des composés phénoliques dans l'extrait méthanol : eau de *L. sanguifluus* détecté à 280 nm.

La quantification des composés phénoliques dans le **Tabl. 25** a indiqué une prédominance d'acide *p*-hydroxybenzoïque (134,10 µg/g ps), d'acide parabène (85,35 µg/g ps), d'acide gallique (46,29 µg/g ps), d'acide cinnamique (45,80 µg/g ps) et acide protocatéchuique (18,69 µg/g ps). Il y avait également environ 12 µg/g ps d'autres composés phénoliques, y compris des traces d'acide syringique (0,64 µg/g ps). La présence d'acide protocatéchuique, d'acide vanillique, d'acide syringique, d'acide coumarique, d'acide férulique et d'acide cinnamique dans le champignon étudié a été rapportée dans des travaux antérieurs en Grèce (KALOGEROPOULOS *et al.*, 2013) et en Inde (PUTTARAJU *et al.*, 2006). L'acide gallique a été trouvé dans l'échantillon indien à la concentration la plus élevée de 1,80 mg/g (PUTTARAJU *et al.*, 2006), mais pas dans l'échantillon grec. L'acide *p*-hydroxybenzoïque était le principal composé détecté dans l'échantillon grec. Le profil chromatographique de *L. sanguifluus* a révélé la présence de plusieurs acides phénoliques et de composés apparentés connus pour exercer des effets biologiques importants, tels que des activités antioxydantes, antitumorales, antimicrobiennes, anti-inflammatoires, antinéoplasiques et antimutagènes (KANCHEVA & KASAIKINA, 2013 ; HELENO *et al.*, 2015c).

Tabl. 25 : Quantification des composés phénoliques dans la fructification séchée de *Lactarius sanguifluus* en utilisant la courbe d'étalonnage et l'équation du graphique de tendance linéaire. R^2 = Coefficient de détermination ; TR = Temps de rétention.

Pic	Composés phénoliques	TR (min)	Courbe d'étalonnage	R^2	Quantification ($\mu\text{g/g ps}$)
1	Acide gallique	5.25	$Y = 46.89X - 27.07$	0.9999	46.29 ± 2.42^c
2	Acide protocatéchuique	8.73	$Y = 32.57X + 2.62$	1	18.69 ± 0.93^b
3	Acide <i>p</i> -hydroxybenzoïque	12.88	$Y = 33.80X + 3.70$	0.9999	134.10 ± 1.63^e
4	Acide vanillique	14.34	$Y = 37.00X - 2.72$	1	2.71 ± 0.42^a
5	Acide syringique	14.59	$Y = 70.32X - 5.94$	0.9999	0.64 ± 0.02^a
6	Acide <i>p</i> -coumarique	17.44	$Y = 111.9X + 99.58$	0.9995	3.17 ± 0.07^a
7	Acide férulique	18.56	$Y = 66.69X - 14.06$	0.9999	5.60 ± 0.16^a
8	Acide parabène	23.75	$Y = 31.02X - 5.42$	1	85.35 ± 0.40^d
9	Acide cinnamique	30.66	$Y = 187.2X + 15.31$	0.9997	45.80 ± 0.17^c

Chaque valeur est exprimée en moyenne $\pm$ écart-type ($n=3$).

Selon le test des fourchettes multiples de Duncan, les moyennes au sein d'une colonne qui sont suivies de la même lettre minuscule ne sont pas significativement différentes à $P < 0,05$ (groupes homogènes).

5.3.4. Analyse par CPG-SM

Les résultats de l'analyse chimique par CPG-SM (**Tabl. 26, 27, 28, 29 et 30**) ont montré que l'extrait méthanolique de *L. sanguifluus* contenait plus de 77 composés chimiques qui pouvaient être classés en cinq groupes principaux : glucides (48,15 %), acides gras (20,66 %), acides aminés (11,92 %), acides organiques (9,30 %) et alcools et les restes molécules (8,42 %). Les composés ont été identifiés sur la base d'une comparaison avec les indices de rétention dans la base de données du NIST (National Institute of Standards and Technology, 2014) et les bibliothèques PubChem des composés correspondants.

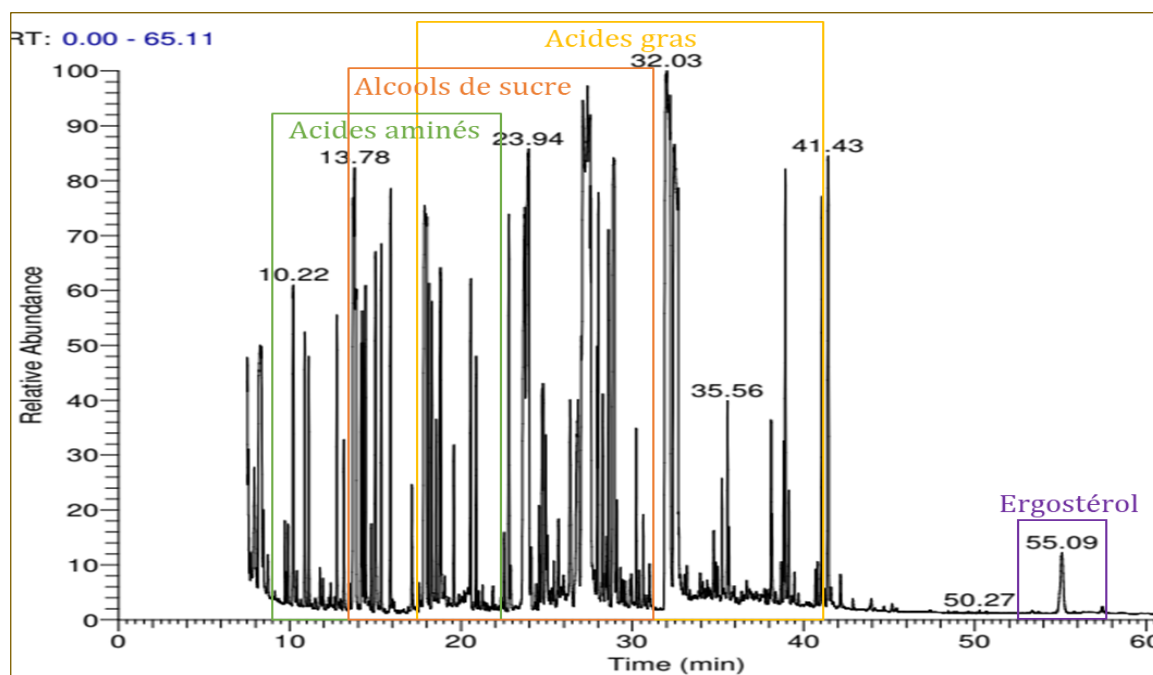


Fig. 103 : Chromatogramme CPG-SM d'extrait méthanolique dérivé de *L. sanguifluus*

La **Figure 103** montre les indices de rétention dans le chromatogramme CPG-SM des principaux groupes des biomoléculaires détectés dans l'extrait méthanolique de *L. sanguifluus*. L'extrait de la fructification de *L. sanguifluus* a montré une forte quantité de glucides avec 25 composés représentant 48.15% des biomolécules identifiées. Les principaux glucides étaient le sorbitol (9,66 %), le mannitol (5,88 %) et le glycérol (3,56 %) (**Tabl. 26**). Ces résultats confirment que les champignons sont une bonne source de nutraceutiques et peuvent être considérés comme un aliment fonctionnel (REIS *et al.*, 2014b).

Tabl. 26 : Compositions en glucide de l'extrait méthanolique de *L. sanguifluus*, déterminées par CPG-SM

Biomolécules	Aire %	Biomolécules	Aire %
1,5-Anhydrohexitol	2.06	Acide gluconique	0.94
1,5-Anhydro-D-glucitol	0.11	Acide glycérique	0.15
3-Deoxy-D-mannitol	0.28	Alpha. N-Acétyle-D-galactosamine, (R,S,R,R,R)-	0.12
D-Arabinitol	1.45	N-Acétyle glucosamine, methoxime trimethylsilyl	0.11
Mannitol	5.88	D-fructopyranose	0.51
Sorbitol	9.66	D-Allopyranose	1.34
Galactitol	0.64	D-Fructofuranose (isomère 1)	1.52
Glycérol	3.56	D-Allofuranose	0.6
Acide glycérophosphorique	9.47	D-(+)-Turanose, octakis (triméthylsilyl) éther	2.26
L-Fucitol	0.18	β-D-Lactose (isomère 2)	0.27
L- Thréitol	0.69	Tréhalose	3.75
Érythritol	0.77	α-D-Glucopyranose	0.96
Myo-Inositol	0.87	% total des glucides identifiés	48.15

En ce qui concerne les acides gras, comme présenté dans le **Tableau 27**, deuze biomolécules (20.66%) ont été identifiées dans le champignon *L. sanguifluus*. L'acide linoléique (11,28 %) était le principal acide gras détecté dans le *L. sanguifluus*, suivi de l'acide stéarique (7,97 %). Les niveaux élevés d'acide linoléique et d'acide stéarique contribuent à définir ce champignon comme un aliment sain (MILES & CHANG, 2004). L'acide linoléique (acide gras oméga-6) est un composant essentiel du régime alimentaire humain et le précurseur des composés aromatiques que l'on trouve dans les champignons, c'est-à-dire les composés qui donnent aux champignons leur goût distinctif (RIBEIRO *et al.*, 2007). La présence de niveaux significatifs de divers acides gras a également été signalée pour *L. sanguifluus* en Grèce (KALOGEROPOULOS *et al.*, 2013).

Tabl. 27 : Acides gras de l'extrait méthanolique de *L. sanguifluus*, déterminées par CPG-SM

Biomolécules	Aire %	Biomolécules	Aire %
Acide 10-Octadecénoïque, méthyl ester	0.11	Acide décénoïque	0.36
Acide 5,8,11,14-Eicosatétraénoïque	0.03	Monooléate de glycéryle	0.18
Acide 5,8,11-Eicosatriénoïque	0.17	Monostéarate de glycéryle	0.06
Acide 8,11-Octadécadiénoïque, méthyl ester	0.07	Acide linoléique	11.28
Acide arachidique	0.18	Acide stéarique	7.97
Acide béhénique	0.11	Acide tétracosanoïque	0.14
% total des composés identifiés	20.66	-	-

Quatorze acides aminés ont été détectés chez l'extrait méthanolique de *L. sanguifluus* représentant 11.92% des biomolécules identifiées. L'acide pyroglutamique (2,06%) et la thréonine (1,59%) étaient les acides aminés les plus abondants présents dans l'extrait méthanolique dérivé de *L. sanguifluus* (**Tabl. 28**).

Tabl. 28 : Acides aminés de l'extrait méthanolique de *L. sanguifluus*, déterminées par CPG-SM

Biomolécules	Aire %	Biomolécules	Aire %
Acide 2-Aminohexanedioïque	0.22	Acide L-Pyroglutamique	2.06
Alanine	0.89	Phénylalanine	0.75
Acide aminomalonique	0.09	Proline	0.77
Acide aspartique	0.58	Serine	1.16
Acide glutamique	1.18	Thrénine	1.59
Glycine	0.54	Valine	0.83
L-Isoleucine	0.66	Acide γ -Aminobutyrique	0.6
% total des composés identifiés	11.92	-	-

Pour les acides organiques, l'acide malique (5,04 %) était le principal acide organique détecté dans l'espèce étudiée, suivi de l'acide fumarique (1,59 %) (**Tabl. 29**). L'acide malique a été rapporté comme ayant un effet bactéricide, et il est employé dans les additifs alimentaires ainsi que dans les industries polymériques et pharmaceutiques (REIS *et al.*, 2014b). L'acide fumarique agit comme un antioxydant et un agent antimicrobien (RIBEIRO *et al.*, 2008).

Tabl. 29 : Acides organiques de l'extrait méthanolique de *L. sanguifluus*, identifiées par CPG-SM

Biomolécules	Aire %	Biomolécules	Aire %
2-Hydroxyglutaric Acid	0.36	Acide lactique	1.22
Acide fumarique	1.59	Acide malique	5.04
Acide glycolique	0.06	Acide succinique	1.03
% total des composés identifiés	9.30	-	-

Le **Tableau 30** montre les alcools et autres biomolécules détectés dans l'extrait méthanolique dérivé de *L. sanguifluus*. Le stérol prédominant identifié dans *L. sanguifluus* était l'ergostérol (0,79 %), qui présente des activités antityrosinase, antimicrobiennes et anti-inflammatoires (TAOFIQ *et al.*, 2019a). Ces résultats impliquent que l'extrait méthanolique de *L. sanguifluus* était riche en divers composés chimiques ayant des rôles biologiques, tels que des sucres, des acides gras, des acides organiques, des acides aminés et des stéroïdes (**Tabl. 26, 27, 28, 29 et 30**), qui peuvent être liés aux activités antioxydantes, antibactériennes et antifongiques de l'échantillon étudié.

Tabl. 30 : Alcools et les restes molécules de l'extrait méthanolique de *L. sanguifluus*, identifiées par CPG-SM

Biomolécules	Aire %	Biomolécules	Aire %
1,1,1-Trifluoroacetone	0.31	Diethylene glycol	0.38
1,3-Butanediol	0.11	Ergostérol	0.79
2,3-Butanediol	0.2	Ethanolamine	0.26
5-Methyluridine	0.51	Acide glycocholique	0.12
Adénosine	0.41	Inosine	0.21
Carbodiimide	0.17	Tetrakis (trimethylsiloxy) silane	0.06
Chloro-(3-chloropropyl)-dimethylsilane	3.2	Trifluoroacétamide	0.68
Deanol	0.66	Trisiloxane, octaméthyl-	0.35
% total des composés identifiés	8.42	-	-

5.3.5. Activité antioxydante

Les résultats (**Fig. 104**) de l'activité antioxydante de l'extrait méthanolique de *L. sanguifluus* contre le DPPH ont indiqué que l'extrait avait une valeur CI_{50} de 2,045 mg/ml, ce qui est significativement plus élevé que celui enregistré pour l'antioxydant de référence Trolox ($CI_{50} = 0,0278$ mg/ml) et ceux rapportés pour quatre espèces de *Boletus* ($CI_{50} < 0,7$ mg/ml) par (HELENO *et al.*, 2011). Cependant, cette valeur de la CI_{50} de *L. sanguifluus* était inférieure à la valeur correspondante pour l'échantillon provenant d'Inde ($CI_{50} = 3,40$ mg/ml) notée par (PUTTARAJU *et al.*, 2006), et était inférieure à celles des 17 espèces de champignons étudiées par (HELENO *et al.*, 2010).

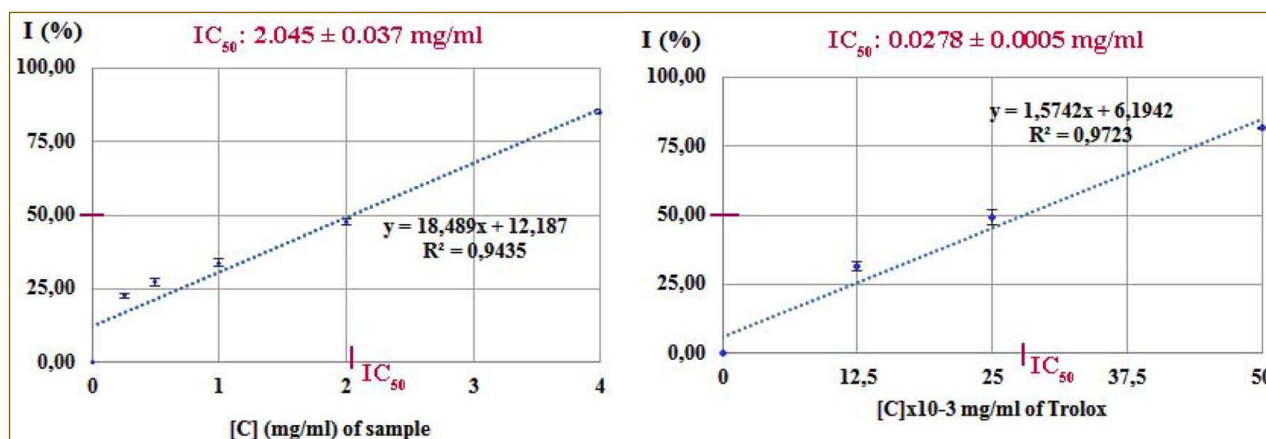


Fig. 104 : Activités de piégeage des radicaux (%) de l'extrait méthanolique de *L. sanguifluus* et de l'antioxydant de référence contre les radicaux DPPH. Chaque valeur CI_{50} (= IC_{50} en Anglais) est exprimée en moyenne $\pm$ écart type (n = 3)

Les résultats (**Fig. 105**) concernant l'influence de l'activité antioxydante de l'extrait méthanolique de *L. sanguifluus* sur le blanchiment du β -carotène ont mis en évidence une valeur CI_{50} de 0,56 mg/ml, qui est significativement différente de celle enregistrée avec l'antioxydant de référence (trolox, $CI_{50} = 0,023$ mg/ml). Cependant, la valeur de la CI_{50} de l'échantillon étudié était inférieure aux valeurs correspondantes pour les champignons portugais rapportées par (HELENO *et al.*, 2011, 2010).

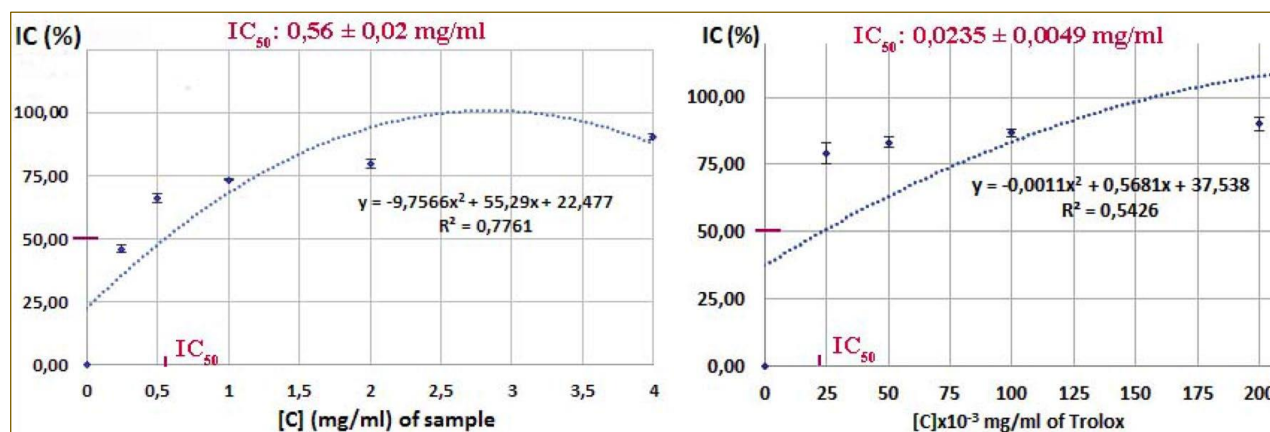


Fig. 105 : Inhibition du blanchiment du β -carotène (%) par l'extrait méthanolique de *L. sanguifluus* et l'antioxydant de référence. Chaque valeur CI₅₀ (= IC₅₀ en Anglais) est exprimée comme la moyenne $\pm$ l'écart-type (n= 3).

Les résultats (Fig. 106) de l'influence de l'activité antioxydante de l'extrait méthanolique de *L. sanguifluus* sur le pouvoir réducteur ferrique ont indiqué une valeur CS₅₀ de 0,85 mg/ml, qui est statistiquement significativement plus élevée que celle enregistrée avec l'antioxydant de référence (trolox : CS₅₀ = 0,08 mg/ml). Cependant, cette valeur CS₅₀ du champignon étudié s'est avérée inférieure aux valeurs correspondantes de plusieurs espèces de champignons qui ont été étudiées par auteurs (HELENO *et al.*, 2011, 2010).

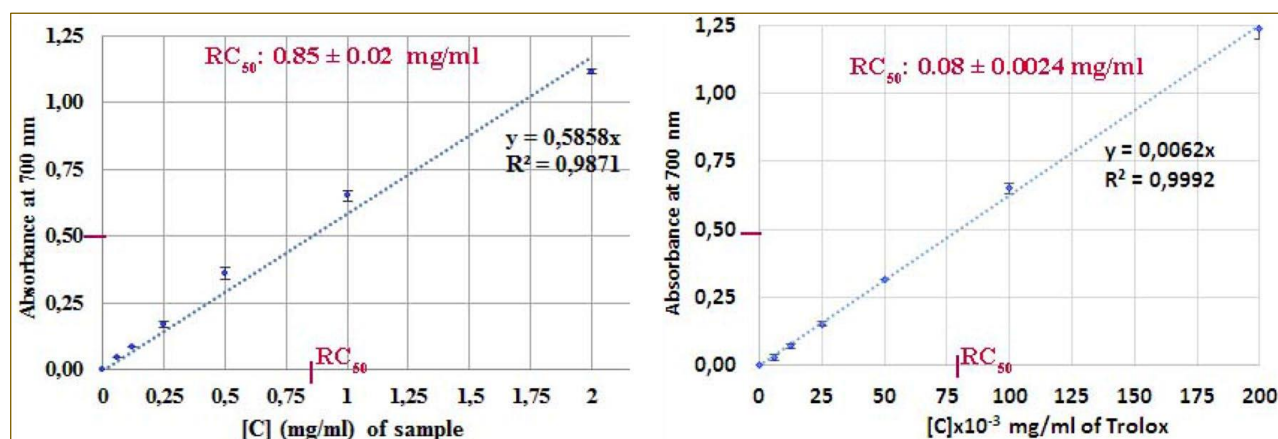


Fig. 106 : Pouvoir réducteur de l'extrait méthanolique de *L. sanguifluus* et de l'antioxydant de référence. Chaque valeur de CS₅₀ (= RC₅₀ en Anglais) est exprimée en moyenne $\pm$ écart type (n = 3).

5.3.6. Activité antimicrobienne

Les CMI et CMF de l'extrait de *L. sanguifluus* contre les espèces pathogènes fongiques sont présentées dans le **Tableau 31**. Les résultats montrent que l'extrait méthanolique de *L. sanguifluus* a la capacité d'inhiber la croissance des cinq espèces pathogènes fongiques testées à des concentrations allant de 1 à 32 mg/ml pour la CMI et de 2 à 64 mg/ml pour la CMF. Le pouvoir inhibiteur de l'extrait de champignon dépendait fortement de l'espèce pathogène fongique considérée : *Epidermophyton floccosum*, *Trichophyton rubrum* et *Microsporum canis* étaient plus sensibles à une dose plus faible de l'extrait que *Candida albicans* et *Aspergillus fumigatus*. Les auteurs (DULGER *et*

al., 2002) ont rapporté que l'extrait méthanolique de *L. sanguifluus* n'a montré aucune activité inhibitrice contre *C. albicans*, alors que les auteurs (THAKUR & SAYEED, 2014) a démontré qu'il avait une activité significative contre cette espèce fongique. En comparant l'activité antifongique de l'extrait de *L. sanguifluus* avec celle d'un composé antifongique de référence (voriconazole), la différence d'activité s'est avérée très significative : le voriconazole était bien plus puissant que l'extrait. Sa CMI et sa CMF étaient comprises entre 0,1 et 4 µg/ml. Cependant, il convient de noter que si le voriconazole est un excellent fongicide, il peut malheureusement aussi provoquer une insuffisance hépatique, aggraver une pancréatite, réduire la vision et nuire au fœtus pendant la grossesse.

Tabl. 31 : Valeurs CMI et CMF de l'extrait méthanolique de *L. sanguifluus* et d'un agent antifongique de référence

Espèces pathogènes fongiques	Extrait méthanolique (mg/ml)		Voriconazole (µg/ml)	
	CMI	CMF	CMI	CMF
<i>Candida albicans</i>	21.33±7.54 ^b	42.66±15.08 ^b	0.25±00 ^a	4.00±00 ^c
<i>Aspergillus fumigatus</i>	32.00±00 ^c	64.00±00 ^c	0.25±00 ^a	0.66±0.23 ^a
<i>Trichophyton rubrum</i>	4.00±00 ^a	16.00±00 ^a	0.12±00 ^a	1.66±0.47 ^b
<i>Epidermophyton floccosum</i>	1.00±00 ^a	2.00±00 ^a	0.03±00 ^a	0.10±0.03 ^a
<i>Microsporium canis</i>	4.00±00 ^a	8.00±00 ^a	0.12±00 ^a	0.41±0.12 ^a

Chaque valeur est exprimée en moyenne ± écart-type (n=3).

Selon le test des fourchettes multiples de Duncan, les moyennes au sein d'une colonne qui sont suivies de la même lettre minuscule ne sont pas significativement différentes à $P < 0,05$ (groupes homogènes).

Les résultats du **Tableau 32** montrent que l'extrait de *L. sanguifluus* a inhibé la croissance de deux espèces de bactéries à des concentrations allant de 21,33 à 64,00 mg/ml pour la CMI et à 64 mg/ml pour la CMB. Le pouvoir inhibiteur (c'est-à-dire la CMI) de l'extrait de champignon dépend significativement du fait qu'*Escherichia coli* ou *Staphylococcus aureus* soit la bactérie cible, il en va de même pour la CMB de l'extrait. En contraste avec nos résultats, les auteurs (THAKUR & SAYEED, 2014 ; DULGER *et al.*, 2002) ont précédemment rapporté que *L. sanguifluus* a montré une activité significative contre *Escherichia coli* et une faible activité contre *Staphylococcus aureus*. En comparant l'activité antimicrobienne de l'extrait avec celle d'un antibiotique de référence (la gentamicine), la différence de puissance s'est avérée très significative : la gentamicine est beaucoup plus efficace et présente des valeurs de CMI et de CMB inférieures qui vont de 0,33 à 2 µg/ml et de 32 à 64 µg/ml, respectivement.

Tabl. 32 : Valeurs CMI et CMB de l'extrait méthanolique de *Lactarius sanguifluus* et d'un agent antibiotique de référence

Espèces bactériennes	Extrait méthanolique (mg/ml)		Gentamicine (µg/ml)	
	CMI	CMB	CMI	CMB
<i>Escherichia coli</i>	64.00±00 ^b	64.00±00 ^a	2.00±00 ^b	64.00±3.26 ^b
<i>Staphylococcus aureus</i>	21.33±7.54 ^a	64.00±00 ^a	0.33±0.11 ^a	32.00±1.63 ^a

Chaque valeur est exprimée en moyenne ± écart-type (n=3).

Selon le test des fourchettes multiples de Duncan, les moyennes au sein d'une colonne qui sont suivies de la même lettre minuscule ne sont pas significativement différentes à $P < 0,05$ (groupes homogènes).

5.4. Conclusion

En conclusion, l'analyse chimique suggère que *Lactarius sanguifluus*, un champignon sauvage comestible du nord du Maroc, est riche en composés organiques : acides phénoliques (acide cinnamique, acide gallique, acide *p*-hydroxybenzoïque, acide parabène et acide protocatéchuïque), acide ascorbique, flavonoïdes, tannin, glucides (alcools de sucre, acides de sucre, sucres aminés et disaccharides), acides gras, acides aminés, stéroïdes et alcools. Les quantités élevées de ces composés chimiques dans l'extrait méthanolique de *Lactarius sanguifluus* peuvent être liées aux activités biologiques significatives observées pour l'extrait méthanolique dans le présent travail. Le fait que *L. sanguifluus* soit riche en composés organiques et en sels minéraux, comme les champignons en général, est une excellente raison pour mieux protéger les forêts de pins au Maroc et investir dans la culture de cette espèce de champignon pour une production de masse et une commercialisation alimentaire au niveau national et international. En plus de sa valeur nutritionnelle et calorifique, l'extrait de *L. sanguifluus* s'est avéré avoir des activités antioxydantes, antibactériennes et antifongiques significatives qui pourraient être exploitées dans l'industrie pharmaceutique.

III. ETUDE COMPARATIVE DES COMPOSITIONS CHIMIQUES ET DES ACTIVITES ANTIOXYDANTE DES CHAMPIGNONS SUPERIEURS SAUVAGES DU MAROC ET PORTUGAL.

Dans cette partie, nous nous sommes intéressés aux résultats publiés dans un article intitulé « Composition chimique, composés bioactifs, et activité antioxydante de deux champignons sauvages comestibles *Armillaria mellea* et *Macrolepiota procera* de deux pays (Maroc et Portugal) ».

Article publié dans un journal indexé Scopus & Web of Sciences avec FI : 4.082



Intitulé : Composition chimique, composés bioactifs, et activité antioxydante de deux champignons sauvages comestibles *Armillaria mellea* et *Macrolepiota procera* de deux pays (Maroc et Portugal).

1. Introduction

La recherche sur les champignons sauvages comestibles d'intérêt nutritionnel et médicinal a fortement augmenté ces dernières années et est aujourd'hui orientée vers la découverte de nouvelles sources bénéfiques pour la santé humaine et ayant des effets thérapeutiques sur certaines maladies infectieuses. De nombreuses espèces comestibles sont économiquement importantes car elles ont été utilisées à la fois comme aliments et comme médicaments et contiennent une énorme diversité de biomolécules aux propriétés nutritionnelles et biologiques telles que les acides aminés, acides gras et organiques, les vitamines, les minéraux et les compositions de sucre, qui ont des rôles biologiques importants. Les champignons supérieurs sont également connus pour leur richesse en composés phénoliques, en tocophérols et en caroténoïdes, qui sont considérés comme les plus responsables de l'activité antioxydante. Outre la capacité antioxydante, cette diversité de composés biomoléculaires dans les champignons sauvages comestibles est également responsable d'autres

activités biologiques, à savoir des activités antibactériennes, antifongiques, anti-inflammatoires, antitumorales et antivirales (APROTOSOAIE *et al.*, 2017 ; HELENO *et al.*, 2015a ; WU *et al.*, 2012 ; FERREIRA *et al.*, 2010, 2009 ; BARROS *et al.*, 2008b, 2008d, 2007a, 2007c, 2007d).

Armillaria mellea (Vahl : Fr.) Kummer est un champignon comestible et médicinal, communément appelé champignon du miel, qui appartient à l'embranchement des *Basidiomycota*, à l'ordre des *Agaricales* et à la famille des *Physalacriaceae*. Le spécimen est un champignon pathogène puis saprophyte, et se développe sauvagement sur les arbres vivants et morts, et sur les matières alimentaires en décomposition. Les fructifications (jeunes) d'*A. mellea* sont considérées comme comestibles lorsqu'elles sont bien cuites. Cependant, des cas d'allergie au champignon à miel ont été signalés ; par conséquent, des précautions majeures doivent être prises lors de sa préparation et de sa consommation (SOSNICKA *et al.*, 2018). *A. mellea* a déjà été signalé au Maroc poussant à l'état sauvage sous les arbres *Abies*, *Acacias*, *Amygdalus*, *Cedrus*, *Cydonia*, *Fraxinus*, *Pinus*, *Prunus* et *Quercus* (NOUNSI *et al.*, 2014 ; HAIED *et al.*, 2013 ; OUABBOU *et al.*, 2012 ; EL-ASSFOURI *et al.*, 2011 ; EL KHOLFY *et al.*, 2011 ; MALENÇON & BERTAULT, 1970).

Macrolepiota procera (Scop. : Fr.) Singer est un champignon basidiomycète comestible de l'ordre des *Agaricales* et de la famille des *Agaricaceae*, avec un corps de fructification large et proéminent ressemblant à un parasol. Le *M. procera*, communément appelé champignon parasol, est un saprophyte naturel, poussant seul ou en petits groupes épars dans les bois ou à la lisière des bois. Cette espèce pousse sauvagement dans les forêts de *Quercus*, *Cedrus* et *Pinus* dans diverses régions du Maroc, notamment Maâmora, Lalla Mimouna, Larache et Tanger, et a été signalée dans le Rif (OUTCOUMIT *et al.*, 2014 ; HAIED *et al.*, 2013 ; OUABBOU *et al.*, 2012 ; EL KHOLFY *et al.*, 2011 ; HAIED *et al.*, 2004 ; EL-ASSFOURI *et al.*, 2003 ; MALENÇON & BERTAULT, 1970).

Il existe quelques études précédentes sur les compositions chimiques, les composés bioactifs et les composés biologiques de *A. mellea* et/ou *M. procera* provenant de différents pays comme la Chine (ZHANG *et al.*, 2015 ; WU *et al.*, 2012), la Croatie (BELUHAN & RANOJAJEC, 2011), l'Inde (BABITA & NARENDER, 2014 ; KAVISHREE *et al.*, 2008 ; PUTTARAJU *et al.*, 2006), la Pologne (NOWACKA *et al.*, 2014 ; MUSZYNSKA *et al.*, 2013 ; ROBASZKIEWICZ *et al.*, 2010), le Portugal (BARROS *et al.*, 2013 ; FERNANDES *et al.*, 2013 ; VAZ *et al.*, 2011b ; BARROS *et al.*, 2009, 2007b), la Roumanie (BURULEANU *et al.*, 2018), la Serbie (KOSTIC *et al.*, 2017 ; KOSANIC *et al.*, 2016), la République slovaque (STRAPAC *et al.*, 2016), la Tanzanie (HUSSEIN *et al.*, 2015) et la Turquie (SARIKURKCU *et al.*, 2015 ; OZEN *et al.*, 2011 ; LKAY KOCA & GENÇCELEP, 2011).

Néanmoins, à notre connaissance, au Maroc, les études sur ces champignons ont été souvent qualifiées de descriptives, systématiques et géographiques, alors qu'il n'existe aucune étude sur les compositions chimiques et les activités biologiques. De même, le secteur de la culture des

champignons n'est pas très développé au niveau national. Par ailleurs, il s'agit du premier rapport sur les acides aminés chez *A. mellea* et du second chez *M. procera*. En général, il existe peu de rapports sur les compositions chimiques des deux champignons étudiés. Par conséquent, dans ce travail, nous avons voulu étudier pour la première fois la composition chimique, les composés bioactifs et les propriétés antioxydantes de deux champignons sauvages comestibles, *A. mellea* et *M. procera*, collectés dans des sites biologiques du nord du Maroc, afin de valoriser les champignons sauvages marocains, tout en effectuant une étude comparative avec ceux récoltés dans le nord du Portugal. Cette étude comparative a exploré l'effet des emplacements géographiques et des conditions écologiques sur la variabilité de la composition chimique, les quantités de composés bioactifs et la capacité antioxydante des champignons étudiés.

2. Matériels et méthodes

2.1. Standards et réactifs

Les standards et les réactifs utilisés dans ce travail ont été décrits dans l'axe II de la partie expérimentale 1.1 ([Standards et réactif](#)).

2.2. Champignons supérieurs étudiés

Les fructifications d'*Armillaria mellea* et de *Macrolepiota procera* ont été récoltées dans deux pays méditerranéens, l'un au sud le Maroc (MA) et l'autre au nord le Portugal (PT). Les deux pays sont caractérisés par des climats de type méditerranéen. Les champignons marocains, *A. mellea*, ont été récoltés durant le mois de décembre 2017, sur l'arbre *Quercus suber* à la forêt du parc naturel de Bouhachem dans la région de Chefchaouen (35°1007300 N, 05°2803500 W- 374 m d'altitude, étage de végétation thermoméditerranéen, étage bioclimatique subhumide à hiver chaud, un substrat siliceux de grès, sols acides), tandis que *M. procera* ont été collectés durant le mois de janvier 2018, sous *Acacia saligna* à Koudiat Taifour, un Site d'Intérêt Biologique et Écologique (SIBE) (35°6802500 N, 05°2804800 W-180 m d'altitude, étage de végétation thermoméditerranéen, étage bioclimatique subhumide à hiver tempéré, un substrat siliceux de schiste, sols acides) au Nord du Maroc. Concernant les deux spécimens portugais, ils ont été récoltés au cours du mois de novembre 2018 dans le parc Lavandeira à Vila Nova de Gaia au nord du Portugal (41°0800100 N, 8°3700200 W 50 119 m, stade de végétation collinaire, un niveau bioclimatique humide tempéré à hiver froid à très froid, substrat siliceux) : *A. mellea* poussait sur un reboisement de *Quercus suber*, tandis que *M. procera* poussait sur des formations herbacées et des prairies.

L'identification des espèces étudiées a été basée sur la caractérisation macroscopique et microscopique et les conditions de croissance, et elle a été faite selon les deux clés de détermination

(REGIS, 1994 ; MALENÇON & BERTAULT, 1970). Le mycélium de *A. mellea* et *M. procera* du Maroc a été cultivé avec succès sur des milieux de culture PDA* (Potato Dextrose Agar) à 25 °C et bien conservé pour une utilisation ultérieure. Les fructifications ont été immédiatement nettoyées, pesées, coupées en petits morceaux, séchées à l'air et réduites en une fine poudre (20 mailles).

2.3. Préparation de l'extrait méthanolique brut

L'extraction au méthanol des quatre champignons, *Armillaria mellea* (MA), *A. mellea* (PT), *Macrolepiota procera* (MA) et *M. procera* (PT) a été réalisée selon la procédure décrite au chapitre II de la partie expérimentale 1.3.1. ([Préparation des extraits méthanoliques](#)).

2.4. Détermination spectrophotométrique des composés bioactifs

Les contenus phénoliques totaux (CPT), contenu en flavonoïdes totaux (CFT), contenu en β -carotène et en lycopène totaux (C β CLT), contenu en acide ascorbique total (CAAT) et contenu en tannins totaux (CTT) de chaque espèce ont été déterminés selon les procédures décrites au chapitre II de la partie expérimentale 1.3.2 ([Détermination des composés bioactifs par spectrophotomètres à UV-Visible](#)).

2.5. Analyse des composés phénoliques par CL-SM

Les acides phénoliques et les composés apparentés présents dans les échantillons ont été identifiés et quantifiés par chromatographie liquide reliée à un spectromètre de masse (CL-SM) avec colonne en phase inverse, comme décrit au chapitre II de la partie expérimentale 1.3.3 ([Extraction et analyses des composés phénoliques par CL-SM](#)).

2.6. Analyse de l'extrait méthanolique du corps fruitier par CPG-SM

Les biomolécules présentes dans l'extrait méthanolique de chaque espèce ont été identifiées par chromatographie en phase gazeuse couplée à un spectrophotomètre de masse (CPG-SM)/colonne capillaire comme décrit au chapitre II de la partie expérimentale 1.3.4 ([Analyse chimique des extraits méthanoliques par CPG-SM](#)).

2.7. Evaluation de l'activité antioxydante

L'activité antioxydante de l'extrait méthanolique d'*A. mellea* et de *M. procera* de MA et PT a été évaluée par trois tests différents, y compris le piégeage des radicaux DPPH, le pouvoir réducteur et le test d'inhibition du blanchiment du β -carotène, selon les méthodes **décrites au chapitre II de la**

partie expérimentale 1.4. (Activités antioxydantes des extraits méthanoliques) Le trolox a été utilisé comme un standard de référence.

2.8. Analyses statistiques

Trois échantillons ont été utilisés, et tous les essais ont été effectués en triple. Le rendement d'extraction, les composés bioactifs et les valeurs de l'activité antioxydante ont été exprimés sous forme de moyenne $\pm$ l'écart type (ET). La signification statistique des données a été faite avec une analyse de variance à sens unique (ANOVA), suivie du test de comparaison multiple post-hoc de Tukey avec $\alpha = 0,05$ en utilisant le logiciel GraphPad Prism 8.0.1 (San Diego, CA, USA).

3. Résultats et discussions

3.1. Rendement d'extraction

Comme présenté dans le **Tableau 33**, les rendements de l'extrait méthanolique de la fructification d'*A. mellea* étaient significativement similaires pour les échantillons du Nord du Maroc (MA) (33,5%) et du Portugal (PT) (32,78%) et proches de celui de la Slovaquie (35,2%) (STRAPAC *et al.*, 2016). De même pour *M. procera*, il n'y avait pas de différence significative entre le rendement de MA ($34.10 \pm 1.7\%$) et PT ($34.33 \pm 0.96\%$), mais ils étaient plus élevés que les études précédentes (SARIKURKCU *et al.*, 2015 ; OZEN *et al.*, 2011 ; PUTTARAJU *et al.*, 2006).

3.2. Détermination spectrophotométrique des composés bioactifs

Les composés bioactifs des deux échantillons, *A. mellea* et *M. procera* ont été déterminés à l'aide d'un spectrophotomètre à UV-visible, et les résultats sont présentés dans le **Tableau 33**. Le contenu phénolique total (CPT) de l'extrait méthanolique d'*A. mellea* de MA (20,61 mg EAG/g ems) a été observé comme étant similaire à celui noté en Turquie (AYTAR *et al.*, 2020) et en Serbie (KOSTIC *et al.*, 2017), tout en montrant une valeur plus élevée en comparaison avec celui de PT (12,52 mg GAE/g dme). Les études de la Pologne (NOWACKA *et al.*, 2014) et de la République Slovaque (STRAPAC *et al.*, 2016) ont rapporté une quantité inférieure à celle obtenue pour nos échantillons étudiés. Pour le CPT dans *M. procera*, il a été trouvé que l'échantillon de PT avait une teneur significativement plus élevée (21.46 mg EAG/g ems) que l'échantillon de MA (12.24 mg EGA/g ems). La valeur de CPT dans *M. procera* de PT (dans notre étude) était presque similaire à (FERNANDES *et al.*, 2013) et plus élevée que celle précédemment rapportée par (BARROS *et al.*, 2009).

Le contenu en flavonoïdes total (CFT) dans *A. mellea* de PT a montré un contenu significativement plus élevé (26.29 mg EC/g ems) en comparaison avec celui de MA (7.42 mg EC/g

ems), alors qu'il y avait une petite différence dans le contenu de *M. procera* entre les deux échantillons de MA et PT (8.61 et 10.98 mg EC/g ems). Il y a plusieurs études concernant le CFT dans *M. procera* et les valeurs de comparaison de ces études avec les nôtres sont difficiles à cause des méthodes d'extraction et d'analyse ou des manières d'exprimer les résultats.

Le contenu en tannin des deux champignons, *A. mellea* et *M. procera*, a été trouvé en faible quantité (1,37 à 1,89 mg EC/g ps), et les résultats n'ont montré aucune différence significative entre les échantillons de MA et PT.

Tabl. 33 : Rendement d'extraction et contenu en composés bioactifs dans la fructification séchée des études de champignons¹.

Composés bioactifs		<i>A. mellea</i>	<i>M. procera</i>
Rendement d'extraction (%)	MA	33.5 ± 1.25	34.10 ± 1.7
	PT	32.78 ± 1.67	34.33 ± 0.96
Phénolique total (mg EAG/g d'ems)	MA	20.61 ± 0.18 ^b	12.24 ± 0.27 ^b
	PT	12.52 ± 0.55 ^c	21.46 ± 0.22 ^a
Flavonoïde total (mg EC/g d'ems)	MA	7.42 ± 0.21 ^d	8.61 ± 0.13 ^d
	PT	26.29 ± 0.52 ^a	10.98 ± 0.13 ^c
Tannin (mg EC/g de ps)	MA	1.49 ± 0.03 ^f	1.31 ± 0.03 ^g
	PT	1.37 ± 0.07 ^f	1.89 ± 0.07 ^f
Acide ascorbique (mg/g de ps)	MA	2.55 ± 0.05 ^e	2.25 ± 0.14 ^e
	PT	2.99 ± 0.04 ^e	2.45 ± 0.11 ^e
β-carotène (μg/g d'ems)	MA	0.08 ± 0.002 ^{c*}	0.44 ± 0.003 ^{a*}
	PT	0.58 ± 0.003 ^{a*}	0.32 ± 0.001 ^{c*}
Lycopène (μg/g d'ems)	MA	0.05 ± 0.003 ^{d*}	0.29 ± 0.004 ^{b*}
	PT	0.39 ± 0.004 ^{b*}	0.20 ± 0.002 ^{fx}

¹ Les valeurs sont exprimées en tant que moyenne ± ET de trois mesures indépendantes.

Selon le test des fourchettes multiples de Duncan, les moyennes au sein d'une colonne qui sont suivies de la même lettre minuscule ne sont pas significativement différentes à $P < 0,05$ (groupes homogènes). L'étude statistique du β-carotène et du lycopène a été réalisée séparément*.

Concernant la teneur en acide ascorbique, les fructifications ont fourni des résultats modérés (2,25 à 2,99 mg EAA/g ps), qui étaient environ deux fois plus élevés que ceux des études précédentes rapportées par les auteurs (STRAPAC *et al.*, 2016 ; VAZ *et al.*, 2011b ; OZEN *et al.*, 2011).

La quantité de β-carotène et de lycopène dans *A. mellea* de PT était significativement plus élevée que celle de MA, alors que dans *M. procera*, la quantité de MA était plus élevée que celle de PT (**Tabl. 33**). Ces résultats sont différents ou proches des études précédentes rapportées par d'autres auteurs (AYTAR *et al.*, 2020 ; STRAPAC *et al.*, 2016 ; HUSSEIN *et al.*, 2015 ; BABITA & NARENDER, 2014 ; OZEN *et al.*, 2011 ; ROBASZKIEWICZ *et al.*, 2010).

3.3. Analyse des composés phénoliques par CL-SM

La caractérisation des acides phénoliques et des composés apparentés a été effectuée par CL-SM, et les résultats obtenus sont présentés dans le **Tableau 34**. L'analyse a montré une différence quantitative significative des composés testés entre les échantillons provenant de MA et PT. Par ailleurs, les deux composés phénoliques, l'acide gallique et l'acide syringique, n'ont pas été détectés dans l'*A. mellea* provenant de PT. Ici, l'acide vanillique (198.4 µg/g ps) était le principal acide phénolique détecté dans *A. mellea* de MA, suivi par le composé phénolique apparenté, l'acide cinnamique (100.6 µg/g ps), l'acide protocatéchuique (48.34 µg/g ps), et l'acide gallique (32.24 µg/g ps). L'acide cinnamique s'est avéré être le composé identifié dans *A. mellea* de PT avec la plus grande quantité (155,2 µg/g ps), suivi par le parabène (48,12 µg/g ps), l'acide protocatéchuique (43,90 µg/g ps), et l'acide *p*-hydroxybenzoïque (43,85 µg/g ps). A leur tour, l'acide protocatéchuique était le composant principal avec une concentration de 93.52 et 125.5 µg/g ps, suivi par l'acide cinnamique avec une concentration de 81.93 et 90.60 µg/g ps et le parabène avec une concentration de 15.30 et 17.87 µg/g ps, pour *M. procera* de MA et PT respectivement. Les composés détectés avec la plus faible concentration étaient l'acide férulique (3,33 µg/g ps) et l'acide *p*-coumarique (6,56 µg/g ps) dans *A. mellea* de MA, l'acide *p*-coumarique (1,72 µg/g ps) dans *A. mellea* de PT, et chez *M. procera*, ils étaient l'acide syringique avec les valeurs de 0,44 et 0,40 µg/g ps et l'acide *p*-coumarique avec les valeurs de 2,04 et 3,07 µg/g ps de MA et PT, respectivement. Les concentrations de composés phénoliques dans *M. procera* provenant de MA et PT ont été observées comme étant proches les unes des autres, en particulier les composés acide parabène, vanillique, férulique et syringique. Au contraire, chez *A. mellea*, à l'exception de l'acide protocatéchuique, les concentrations de tous les composés étaient très différentes entre MA et PT.

Chez le champignon *A. mellea*, deux études polonaises (NOWACKA *et al.*, 2014 ; MUSZYNSKA *et al.*, 2013) ont rapporté la détection d'un seul acide phénolique, qui est l'acide protocatéchuique, avec des valeurs de 2,25 et 2,23 µg/g ps, respectivement. Cependant, l'acide *p*-hydroxybenzoïque (4.00 µg/g ps) et l'acide cinnamique (8.67 µg/g ps) ont été détectés dans une étude précédente de PT par (VAZ *et al.*, 2011b). D'autre part, l'acide protocatéchuique (5.19 µg/g ps) était le seul acide phénolique détecté dans *M. procera* de Pologne par (NOWACKA *et al.*, 2014), alors que l'acide cinnamique (21.53 µg/g ps) était le composé dans l'échantillon du Portugal rapporté précédemment par (BARROS *et al.*, 2009). Toutes ces valeurs issues d'études précédentes étaient inférieures à celles que nous avons trouvées.

Tabl. 34 : Acides phénoliques et composés apparentés caractérisés par CL-SM¹.

N°.	Composés phénoliques	<i>A. mellea</i> (µg/g ps)		<i>M. procera</i> (µg/g ps)	
		MA	PT	MA	PT
1	Acide cinnamique	100.60 ± 0.21 ^b	155.20 ± 0.97 ^a	81.93 ± 0.36 ^b	90.60 ± 0.50 ^b
2	Acide férulique	3.33 ± 0.04 ^h	18.52 ± 0.13 ^e	5.11 ± 0.25 ^e	6.36 ± 0.16 ^e
3	Acide gallique	32.24 ± 0.45 ^d	0.00 ^f	11.58 ± 0.49 ^d	16.41 ± 0.03 ^c
4	Acide parabène	17.40 ± 1.90 ^e	48.12 ± 1.75 ^b	15.30 ± 0.66 ^c	17.87 ± 0.37 ^c
5	Acide <i>p</i> -coumarique	6.56 ± 0.37 ^g	1.72 ± 0.29 ^f	2.04 ± 0.04 ^{ef}	3.07 ± 0.16 ^f
6	Acide <i>p</i> -hydroxybenzoïque	13.00 ± 0.04 ^f	43.85 ± 0.51 ^f	9.99 ± 0.66 ^d	16.76 ± 0.28 ^c
7	Acide protocatéchuïque	48.34 ± 0.33 ^c	43.90 ± 0.24 ^c	93.52 ± 0.45 ^a	125.5 ± 0.89 ^a
8	Acide syringique	7.80 ± 0.33 ^g	0.00 ^f	0.44 ± 0.019 ^f	0.40 ± 0.06 ^g
9	Acide vanillique	198.4 ± 2.82 ^a	38.02 ± 0.61 ^d	8.61 ± 0.29 ^d	8.42 ± 0.39 ^d

¹ Chaque valeur est exprimée en tant que moyenne ± ET (n=3). Selon le test des fourchettes multiples de Duncan, les moyennes au sein d'une colonne qui sont suivies de la même lettre minuscule ne sont pas significativement différentes à P < 0,05 (groupes homogènes).

3.4. Analyse par CPG-SM

La CPG-SM est un outil puissant pour l'analyse qualitative et quantitative de divers composés présents dans les produits naturels et les techniques largement utilisées dans la recherche médicale, biologique et alimentaire (KALUZNA-CZAPLINSKA, 2007). L'analyse CPG-SM de l'extrait méthanolique d'*A. mellea* MA, *A. mellea* PT, *M. procera* MA, et *M. procera* PT après sa dérivation a montré la présence de 61, 63, 35 et 51 composés biomoléculaires, respectivement. Ces biomolécules pourraient contribuer à la qualité médicinale des champignons (**Tabl. 35-39**). Les biomolécules identifiées peuvent être principalement divisées en cinq groupes principaux de composés de chaque échantillon, à savoir les sucres, les acides aminés, les acides gras, les acides organiques, et le cinquième groupe étant composé des groupes restants, alors que les sucres se sont avérés être le principal groupe chimique dans tous les échantillons (48,91-62,93%) (**Tabl. 35**). Le pourcentage le plus élevé de constituants détectés chez *A. mellea* MA, *A. mellea* PT, *M. procera* MA, et *M. procera* PT étaient le galactitol (16,74%), l'acide pétrosélinique (19,83%), le d-galactose (38,43%), et le glycérol (24,43%), respectivement. Ces résultats démontrent que la variation géographique a eu une influence significative sur les compositions chimiques des deux échantillons *A. mellea* et *M. procera*.

Tabl. 35 : Les groupes de biomolécules d'extraits méthanoliques analysé par CPG-SM

Noms des composés	<i>A. mellea</i> (%)		<i>M. procera</i> (%)	
	MA	PT	MA	PT
Compositions en sucre	62.90	48.93	59.00	53.71
Acides amines	10.7	1.34	3.57	23.06
Acides gras	6.11	30	6.37	5
Acides organiques	11.2	7.78	21	7.44
Autres groupes	9.07	11.94	10.06	10.78
Total	99.98	99.99	100	99.99

En ce qui concerne les compositions en sucres, comme présenté dans le **Tableau 36**, l'extrait méthanolique des champignons étudiés a montré une forte quantité de sucres, alors que *dans A. mellea* de MA, le galactitol était un composant majeur (16,74%), suivi du thréitol (10,52%), tandis que *A. mellea* de PA était dominé par le thréitol (18,08%) suivi du galactitol (17,21%). Concernant *M. procera*, le D-galactose (38,43%) était le principal sucre détecté dans l'échantillon de MA, et le glycérol (24,43%) dans celui de PT. Auparavant, les principaux sucres observés chez *A. mellea* étaient le tréhalose et le mannitol rapportés par (KOSTIC *et al.*, 2017) et (VAZ *et al.*, 2011b), respectivement, tandis que le D-glucose, le D-galactose et le D-xylose étaient les composés monosaccharides détectés par (ZHANG *et al.*, 2015). D'autre part, le mannitol était le sucre le plus abondant détecté dans *M. procera* (FERNANDES *et al.*, 2013 ; BARROS *et al.*, 2007b), alors que le mannose était le sucre prédominant dans l'étude de (BELUHAN & RANOGAJEC, 2011).

Tabl. 36 : Compositions en sucre de l'extrait méthanolique dérivé analysé par CPG-SM

Noms des composés	<i>A. mellea</i> (aire %)		<i>M. procera</i> (aire %)	
	MA	PT	MA	PT
2-deoxy-D-erythropentitol	0.22	0.12	-	-
3-Deoxy-d-mannitol	-	0.25	-	-
Arabinitol	2.62	2.89	0.26	-
Erythritol	0.34	0.81	-	-
Fucitol	1.09	0.91	-	-
Galactitol	16.74	17.21	-	-
Glycérol	3.98	2.67	5.07	24.43
Mannitol	-	-	0.33	12.48
Thrétol	10.52	18.08	-	-
Acide glycérique	-	0.15	-	0.26
Acide D-gluconique	-	0.4	1.95	2
Acide D-glucopyranosiduronique	0.14	0.09	-	-
Acide tartrique	-	0.2	-	-
Acide théorique	0.74	0.6	-	1.36
N-Acétyle-D-galactosamine	1.88	0.32	-	-
N-Acétyle-D-glucosamine	-	0.33	0.01	0.36
D-Fructose	2.8	-	-	0.08
D-Psicose	2.75	0.1	-	0.19
L-Ribulose	-	0.14	-	-
D-Allose	1.37	0.25	0.72	0.39
D-Galactose	1.04	0.29	38.43	1.17
D-Ribose	-	-	-	0.87
L-Arabinose	0.52	-	-	-
D-Xylose	0.74	0.39	-	-
Lactose	-	1.6	1.74	1.32
Lactulose	1.3	-	-	-
Maltose	0.37	0.66	-	-
Mannobiose	2.64	0.32	4.28	-
Tréhalose	3.73	0.13	3.66	5.95
Turanose	7.4	-	2.55	2.55

Concernant les acides aminés, comme le montre le **Tableau 37**, de grandes différences quantitatives et qualitatives dans les groupes d'acides aminés entre MA et PT ont été observées dans les deux échantillons. En particulier, les acides aminés ont été trouvés plus élevés dans *A. mellea* de MA que PT, ce qui était contraire à *M. procera* (10.7-1.34% et 3.57-23.06%, respectivement). L'acide pidolique (MA ; 1,39%) et l'alanine (PT ; 0,41%) étaient les principaux composés dans *A. mellea*, tandis que la thréonine (1,26%) et le tryptophane (2,82%) ont été rapportés comme les principaux composés dans MA et PT, respectivement. A notre connaissance, une seule étude a rapporté les acides aminés dans *M. procera* par (BELUHAN & RANOAJEC, 2011), qui était dominé par l'acide glutamique.

Tabl. 37 : Acides aminés de l'extrait méthanolique dérivé analysé par CPG-SM

Noms des composés	<i>A. mellea</i> (aire %)		<i>M. procera</i> (aire %)	
	MA	PT	MA	PT
Alanine	1	0.41	0.5	2.76
Acide aspartique	0.29	-	0.79	2.45
Canavanine	0.2	-	-	-
Acide gamma-Aminobutyrique	0.55	-	-	-
Acide glutamique	0.84	-	0.45	2.36
Glutamine	1.22	-	-	1.55
Glycine	0.25	-	-	0.99
Isoleucine	0.83	-	-	-
Phénylalanine	0.71	0.2	0.39	1.27
Acide pidolique	1.39	-	-	3.8
Proline	0.65	-	-	-
Serine	0.88	0.14	0.18	2.61
Thréonine	1.12	0.29	1.26	2.45
Tryptophane	-	-	-	2.82
Valine	0.77	0.3	-	-

En ce qui concerne les acides gras, il y avait une grande différence entre *A. mellea* de PT (30%) et les autres échantillons, *A. mellea* de MA (6,11%), *M. procera* de MA (6,37%), et PT (5%), et en raison de la forte quantité du composé acide pétrosélinique (19,83%), ils ont été détectés dans *A. mellea* de PT et n'ont pas été trouvés dans les autres. Comme le montre le **Tableau 38**, les acides gras d'*A. mellea* provenant de MA étaient dominés par l'acide linoléique, ce qui est en accord avec l'étude précédente de (KOSTIC *et al.*, 2017), mais contrairement à (VAZ *et al.*, 2011b), qui a trouvé l'acide oléique comme principal acide gras. Les auteurs (FERNANDES *et al.*, 2013 ; KAVISHREE *et al.*, 2008 ; BARROS *et al.*, 2007b) ont rapporté que l'acide linoléique était l'acide gras le plus détecté chez *A. procera*, ce qui est en désaccord avec nos échantillons dominés par l'acide linoléique.

Tabl. 38 : Acides gras de l'extrait méthanolique dérivé analysé par CPG-SM

Noms des composés	<i>A. mellea</i> (aire %)		<i>M. procera</i> (aire %)	
	MA	PT	MA	PT
Acide 17-Octadécynoïque	-	0.44	-	-
Acide 3,4-Dihydroxybutanoïque	0.63	-	-	-
Acide 5,8,11-Eicosatriynoïque	-	0.2	-	-
Acide butyrique	-	0.88	-	-
Acide laurique	-	0.13	-	-
Acide leucique	-	0.12	-	-
Acide lignocérique	-	-	0.08	0.04
Acide linolélaïque	-	-	5.44	3.69
Acide linoléique	4.83	-	-	-
Acide palmitique	-	4.22	0.42	1.27
Acide palmitoléique	-	1.6	-	-
Acide pétrosélinique	-	19.83	-	-
Acide stéarique	0.65	2.1	0.43	-
Acide undécylique	-	0.48	-	-

Pour les acides organiques, l'acide malique a été observé comme étant le principal acide organique identifié dans *A. mellea* de MA, ce qui est en accord avec les résultats de l'auteur (KOSTIC *et al.*, 2017), tandis que l'acide succinique (2,45%) était le principal constituant de PT, qui était presque similaire à celui de MA (2,29%). Concernant *M. procera*, l'urée était le principal composé détecté chez *M. procera* de MA et n'a pas été détecté chez *M. procera* de PT, ce dernier étant prédominé par l'acide maléique (**Tabl. 39**). (BARROS *et al.*, 2013) ont trouvé que l'acide citrique était le principal acide organique dans *M. procera*.

Tabl. 39 : Acides organiques de l'extrait méthanolique dérivé analysé par CPG-SM

Noms des composés	<i>A. mellea</i> (aire %)		<i>M. procera</i> (aire %)	
	MA	PT	MA	PT
Acide (aminométhyl) phosphorique	-	1.17	-	-
Acide (R)-3-hydroxybutyrique	0.09	0.15	-	-
Acide 2-aminoadipique	-	-	-	0.17
Acide 2-aydroxyglutarique	0.22	0.32	-	-
Acide 3,4-dihydroxybutanoïque	-	-	-	0.57
Acide 3-hydroxypyruvique	-	-	-	0.44
Acide 4-hydroxybutanoïque	0.09	0.59	-	-
Acide citrique	-	-	0.5	-
Acide fumarique	2.2	-	-	-
Acide glyérique	0.31	-	-	-
Acide glycolique	0.11	0.26	-	-
Acide glyoxylique	-	-	-	0.71
Acide lactique	1.24	2.02	1.12	0.1
Acide maléique	-	-	1.23	3.11
Acide malique	4.65	0.82	2.54	2.34
Acide succinique	2.29	2.45	4.93	-
Urée	-	-	10.68	-

Concernant le reste des composés détectés par CPG-SM (**Tabl. 40**), il y avait une différence dans les constituants dans tous les échantillons et une variété de groupes a été observée, y compris les stéroïdes, les alcools, les glycérides, les nucléosides, etc. L'ergostérol et l'adénosine étaient les deux principaux composés détectés dans les extraits méthanoliques d'*A. mellea* et de *M. procera* provenant des deux pays MA et PT

Tabl. 40 : Reste des constituants biomoléculaires de l'extrait méthanolique dérivé analysé par GC-MS

Noms des composés	<i>A. mellea</i> (aire %)		<i>M. procera</i> (aire %)	
	MA	PT	MA	PT
1,2,3-Butanetriol	0.1	0.47	-	-
1,5-Pentanediol	-	0.45	-	-
2-(3-Nitrophenyl) éthanol	-	-	-	0.2
2,3-Butanediol	0.34	0.89	-	-
2,4,7-Trimethyl-1,8-naphthyridine	-	-	0.52	1.44
2-Monoolein	0.13	0.2	-	0.37
2-Pentanol	-	0.3	-	-
5-Chloro-1H-indole-2,3-dione	-	-	-	0.15
5-Methyluridine	1.03	-	3.15	0.58
Adénosine	1.41	0.16	0.57	0.97
Acétate de brassicastérol	0.1	0.12	-	-
Calcitriol (Vitamine D)	-	-	-	0.13
Chloro (3-chloropropyl) dimethylsilane	2.19	3.78	-	2
Deanol	0.3	-	-	-
Déhydroergostérol	-	-	0.03	0.06
Diéthylamine	-	-	-	0.16
Diethylene glycol	0.14	-	-	-
Diphénylphosphine	-	0.86	-	-
Ergosta-7,22-dien-3-ol, (3 β ,22E)-	-	-	0.16	0.18
Ergostérol	0.75	1.44	0.5	1.1
Monostéarate de glycérol	0.1	0.32	-	0.22
Glycérol-3-phosphate	1.71	0.08	-	0.79
Monooléate de glycéryle	-	1.46	-	-
Palmitate de glycéryle	-	0.21	-	0.11
Inosine	-	-	-	1.55
Acide pipécolique	-	-	4.73	-
Silane, dimethyl (2-octyloxy) propoxy-	-	0.97	-	-
Thymine	-	0.23	-	-
Trifluoroacétamide	0.71	-	-	-
Uridine	0.06	-	0.4	0.77

3.5. Activité antioxydante

Dans la présente étude, les activités antioxydantes des extraits méthanoliques d'*A. mellea* et de *M. procera* récoltés au MA et au PT ont été déterminées par spectrophotométrie en utilisant trois tests différents : piégeage des radicaux DPPH, β -carotène/linoléate et activité ferricyanure/bleu de Prusse. Les résultats des activités antioxydantes exprimés en valeurs CI_{50} (IC_{50} en Anglais) sont présentés dans le **Tableau 41**. Ces résultats ont montré une différence très significative entre la capacité antioxydante des extraits méthanoliques de tous les échantillons et celle du Trolox, un standard qui a été utilisé comme contrôle.

Tabl. 41 : CI_{50} (mg/ml) de propriétés antioxydantes des extraits méthanoliques du nord du Maroc et du Portugal

Tests		<i>A. mellea</i>	<i>M. procera</i>
Activité de piégeage du radical DPPH	MA	$1.06 \pm 0.12^*$	1.19 ± 0.05^{ns}
	PT	$1.32 \pm 0.09^*$	1.31 ± 0.05^{ns}
Test de β -carotène/linoléate	MA	$0.43 \pm 0.01^{***}$	$0.16 \pm 0.03^{**}$
	PT	$0.53 \pm 0.01^{***}$	$0.09 \pm 0.02^{**}$
Test ferricyanure/bleu de Prusse	MA	$0.52 \pm 0.02^{***}$	$0.96 \pm 0.01^{***}$
	PT	$0.62 \pm 0.01^{***}$	$1.11 \pm 0.02^{***}$

Les résultats sont présentés en moyenne $\pm$ ET (n = 3). ^{ns} p > 0,05 ; * p 0,05, ** p 0,01 et *** p $\leq$ 0,001 indiquent des différences significatives entre les échantillons de MA et de PT.

En ce qui concerne l'activité de piégeage des radicaux DPPH (**Fig. 107**), le modèle *in vitro* de piégeage des radicaux libres stables DPPH peut être utilisé pour évaluer les activités antioxydantes en un temps relativement court. Les extraits de méthanol des échantillons ont été capables de réduire le radical libre stable DPPH en DPPH de couleur jaune, ce qui est dû à la teneur élevée en phénols totaux et en flavonoïdes des échantillons. La meilleure activité de piégeage des radicaux libres a été exprimée par *A. mellea* de MA (1,06 mg/ml), qui a montré une faible différence significative avec les autres extraits d'échantillons. Cependant, ces résultats étaient similaires à ceux d'une étude précédente de (FERNANDES *et al.*, 2013), et étaient plus élevés que les recherches rapportées par (BARROS *et al.*, 2007b ; NOWACKA *et al.*, 2014 ; STRAPAC *et al.*, 2016).

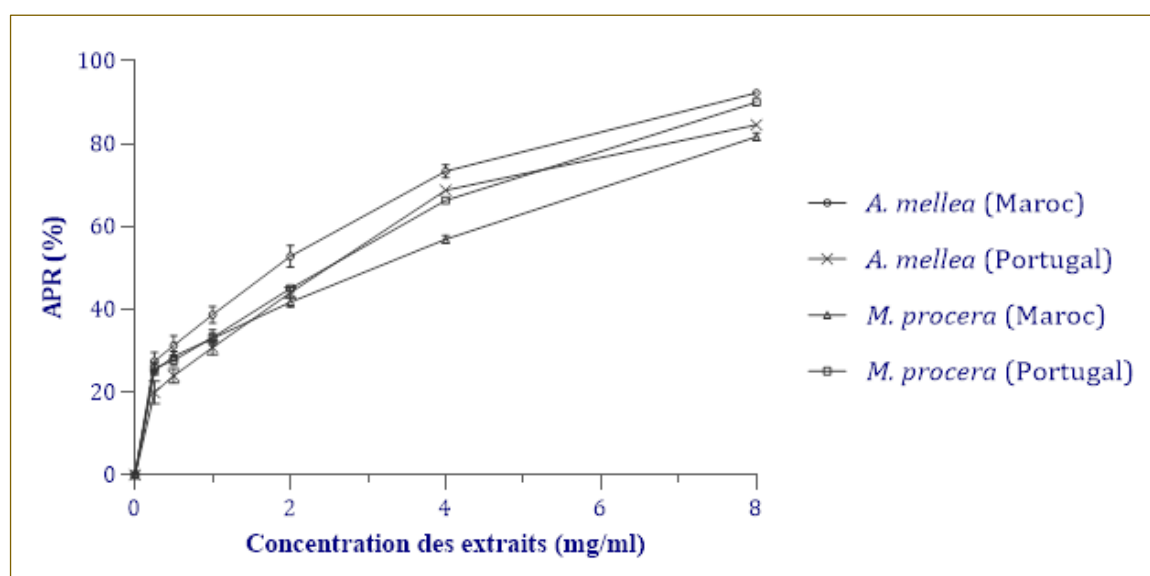


Fig. 107 : Activité de piégeage des radicaux sur les radicaux DPPH (APR). Chaque valeur est exprimée en moyenne $\pm$ ET (n = 3).

Concernant le test de blanchiment du β -carotène-linoléate (Fig. 108), les extraits méthanoliques des échantillons ont été capables d'inhiber la décoloration du β -carotène et ont montré une importante capacité antioxydante. Il y avait une différence significative entre tous les échantillons, alors que l'extrait d'*A. mellea* de MA a montré un effet antioxydant plus élevé que celui de PT. D'autre part, le *M. procera* de PT a montré la plus grande inhibition de l'oxydation de l'acide linoléique (0,09 mg/ml) à 120 min d'incubation. Précédemment, (BARROS *et al.*, 2007b ; FERNANDES *et al.*, 2013) ont rapporté une capacité antioxydante de l'extrait méthanolique de *M. procera* plus faible que celle de nos échantillons. Ces résultats considérables peuvent être corrélés avec la teneur élevée en caroténoïdes des extraits méthanoliques des champignons étudiés.

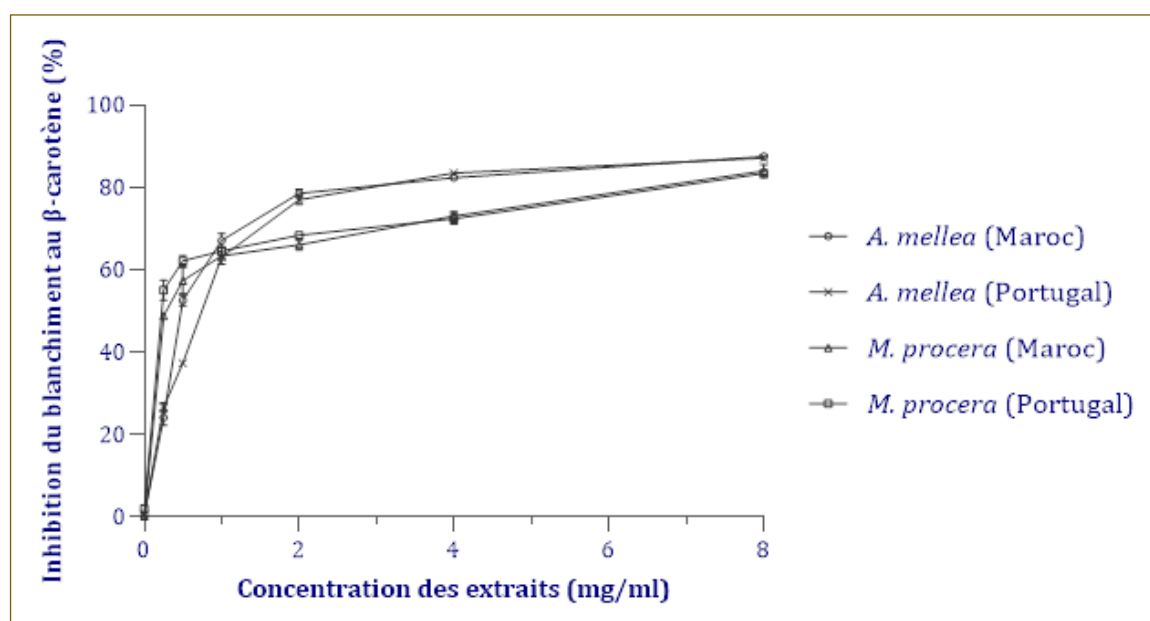


Fig. 108 : Inhibition de la peroxydation lipidique mesurée par l'inhibition du blanchiment au β -carotène. Chaque valeur est exprimée en moyenne $\pm$ ET (n = 3).

Concernant le pouvoir réducteur par le test du ferricyanure/bleu de Prusse (**Fig. 109**), la méthode du pouvoir réducteur reflète la capacité de don d'électrons des antioxydants présents dans les extraits pour convertir Fe^{3+} en Fe^{2+} . La quantité du complexe Fe^{2+} a été suivie en mesurant la formation du bleu de Prusse de Perls à l'absorbance de 690 nm. Comme le montrent le **Tableau 41** et la **Fig. 109**, les résultats du test du pouvoir réducteur étaient significativement différents dans la comparaison entre les échantillons de MA et de PT, où *A. mellea* de MA a montré un pouvoir réducteur plus fort ($\text{CI}_{50} = 0,52 \text{ mg/ml}$), tandis que le plus faible a été observé dans *M. procera* de PT ($\text{CI}_{50} = 1,11 \text{ mg/ml}$). Les résultats de notre *M. procera* (MA et PT) étaient plus élevés que les études précédemment rapportées par (BARROS *et al.*, 2007b ; FERNANDES *et al.*, 2013). Ce résultat important du pouvoir réducteur pourrait être dû à la capacité des différentes compositions chimiques et de l'un de ses principaux composés à réduire le Fe^{3+} .

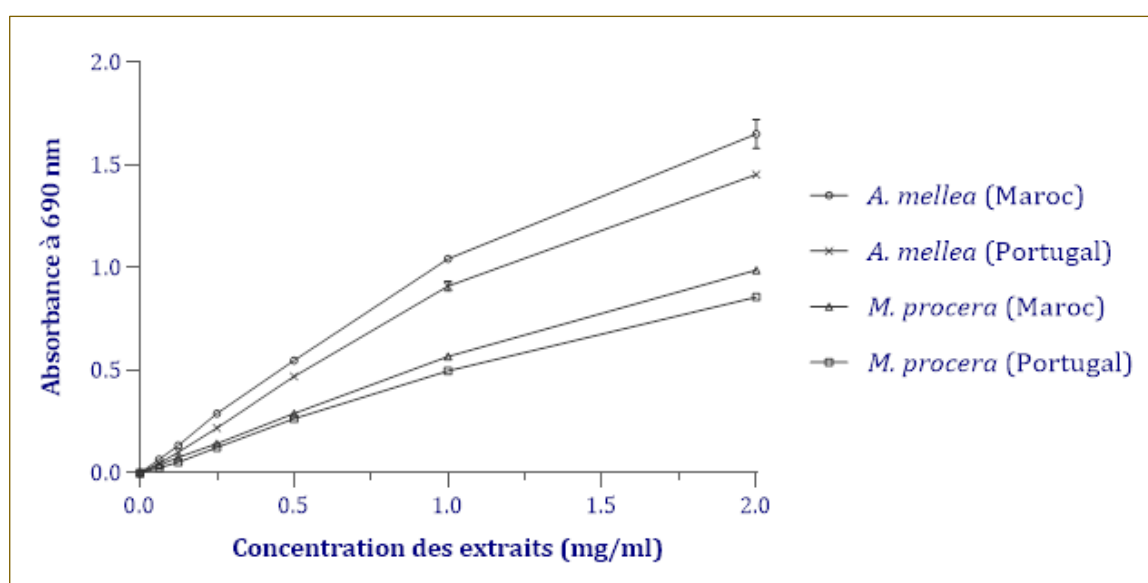


Fig. 109 : Puissance réductrice. Chaque valeur est exprimée en moyenne $\pm$ ET ($n = 3$).

Globalement, nos résultats ont montré que les champignons étudiés n'avaient pas de différence significative dans leurs activités antioxydantes et que les valeurs CI_{50} pour chaque échantillon n'étaient pas fortement influencées par les conditions de croissance ($p < 0,05$).

4. Conclusion

Dans cette étude, pour la première fois, les deux champignons comestibles sauvages *A. mellea* et *M. procera* du Maroc ont été étudiés pour leur composition chimique, leurs composés bioactifs et leurs activités antioxydantes et comparés à ceux du Portugal, qui est un endroit caractérisé par des conditions géographiques et micro-écologiques différentes et avec une forte influence atlantique, comparé au Maroc avec une forte influence méditerranéenne. Les fructifications des deux échantillons de MA et PT ont montré une quantité importante de composés bioactifs et une différence significative entre eux. Au total, plus de 60 et 35 composés ont été identifiés dans les

extraits méthanoliques dérivés d'*A. mellea* et *M. procera*, respectivement, en utilisant l'analyse CPG-SM

Les résultats des activités antioxydantes par les trois tests, activité de piégeage des radicaux DPPH, inhibition du blanchiment du β -carotène et pouvoir réducteur ferrique ont montré une forte capacité antioxydante qui est peut-être due à la richesse des échantillons, qui sont riches en composés bioactifs et chimiques. Statistiquement, les résultats antioxydants ont été observés comme étant une petite différence entre les champignons de MA et PT.

En général, les données expérimentales observées dans cette étude comparative démontrent clairement que la composition chimique, les composés bioactifs et les propriétés antioxydantes des champignons sauvages peuvent être affectés par les conditions géographiques, microclimatiques et édaphiques du site de collecte. Cependant, cette étude contribue à l'élaboration de bases de données nutritionnelles et pharmaceutiques sur les champignons supérieurs consommés dans le monde entier.

CONCLUSION GÉNÉRALE ET PERSPECTIVES

⇒ Conclusion générale

Les deux principaux objectifs visés dans ce travail de thèse ont été atteints, le premier c'est notre contribution à la connaissance de la mycologie marocaine par l'identification et la description morphologiques et écologiques des espèces récoltées, ainsi que leurs intérêts culinaires et médicaux. Le deuxième objectif, c'est les études chimiques de caractérisation, de détermination des biomolécules actives et d'évaluation des activités biologiques des champignons supérieurs Marocaine et en comparaison avec celles des champignons Portugais.

L'étude systématique de la mycoflore des principales formations végétales des régions du Nord du Maroc a permis de montrer que ces régions sont relativement riches en diversité fongique avec 240 espèces récoltées dans une période d'environ trois années (de 27 décembre au 08 février 2018). Ces espèces récoltées sont réparties dans 10 ordres, 42 familles et 86 genres. La majorité des espèces recensées appartiennent à l'embranchement des *Basidiomycota* et à la classe des *Agaricomycètes* avec 231 des espèces. Tandis que les neuf espèces restantes appartiennent à l'embranchement des *Ascomycota*, dont huit à la classe des *Pézizomycètes* et une espèce de la classe des *Sordariomycètes*. D'après l'analyse biométrique, les taxons les plus diversifiés, les plus abondants et les plus fréquents sont *Russulaceae* (43 espèces), *Agaricaceae* (30 espèces), *Tricholomataceae* (21 espèces) et *Cortinariaceae* (19 espèces). Parmi les champignons identifiés, il y a plusieurs espèces nouvelles pour la biodiversité fongique du Maroc qui seront étudiées séparément pour publication ultérieure. A partir d'environ 150 champignons identifiés et bien décrits, une liste descriptive de 30 espèces est mise dans cette thèse. Cette liste descriptive a été établie sur les caractères macroscopiques, microscopiques et écologiques, ainsi que sur les intérêts de chaque espèce, soit comestible, médicinal, nocif ou sans intérêt. Cette richesse fongique peut s'expliquer par l'étendue des régions du Nord du Maroc caractérisées par un climat typiquement méditerranéen allant de l'humide au semi-aride favorable à l'installation d'une végétation typique créant des biotopes favorables à la fructification de plusieurs champignons supérieurs.

La zone d'étude A (SIBE de Koudiat Taifour – Plaine de Cabo Negro) est une zone bien étudiée dans ce travail avec environ dix sorties sur terrain, cela est dû à sa localisation près du laboratoire et aussi parce qu'elle n'a jamais été étudiée pour sa diversité mycologique. En effet, cette zone est prédominée par la présence de 123 espèces récoltées, suivie par la zone D (parc naturel de Bouhachem) avec 58 espèces, la zone F (Beni Foughal) avec 36 espèces, les zones B (Mallalienne) et C (SIBE de Ben Karrich) avec 24 espèces pour chacune et enfin la zone E (parc national de Talassemtane – Bab Taza) avec 20 espèces.

Selon l'intérêt des champignons collectés, 70 espèces sont comestibles seulement, 19 comestibles et médicinales, 9 médicinales, 23 espèces cultivables et 30 champignons sont nocifs. Tandis que 114 espèces sont encore considérées comme sans intérêts. Ces espèces sans intérêts constituent une biodiversité mycologique très importante et nous les reprendrons dans les perspectives pour les valoriser dans le domaine médicinal et alimentaire.

L'évaluation écologique des espèces récoltées a permis de répertorier les trois modes de vie de champignons ectomycorhizes (symbiose), saprophytisme et parasitisme. La majorité des espèces repérées sont soit ectomycorhiziennes (50%) ou soit saprotrophes (45%), tandis que les 5% représentent les parasites et les espèces saprotrophes et/ou parasites.

Parmi plus de six formations végétales repérées dans les régions du Nord du Maroc, trois formations présentent une grande abondance des espèces de champignons, la pinède avec 91 espèces fongiques, la subéraie avec 83 espèces et la chênaie verte avec 58 espèces.

La culture *in vitro* des espèces récoltées nous a permis d'obtenir le mycélium pur de neuf champignons supérieurs, deux espèces sont comestibles seulement, deux médicinales seulement et cinq sont comestibles et médicinales. Huit espèces cultivées sont saprotrophes et une espèce ectomycorhizienne de genre *Suillus*. Cette réussite est une opportunité pour transférer ces mycéliums à la production des carpophores et des métabolites ayant des propriétés médicinales.

Les résultats obtenus constituent un patrimoine mycologique très diversifié de notre écosystème forestier et non forestier. Ces résultats de récoltes représentent une richesse très importante pour les régions du Maroc, et en particulier du Nord du Maroc. Ils contribueront à une meilleure connaissance de la biodiversité fongique du Maroc. Les champignons supérieurs identifiés constituent une banque de données pour les chercheurs ultérieurement.

L'inventaire des champignons supérieurs du Nord du Maroc devrait-être poursuivi et contrôlé au cours des prochaines années. En effet, les inventaires des champignons supérieurs par l'identification des carpophores ne peuvent être exhaustifs que s'ils sont prolongés car plusieurs espèces ne fructifient pas chaque année.

Les analyses chimiques des extraits méthanoliques par le CPG-SM ont montré que les champignons supérieurs étudiés sont riches en composés organiques avec plus de 100 biomolécules détectées et identifiées. Parmi les groupes des composés identifiés, on trouve le groupe des glucides (alcools de sucre, acides de sucre, sucres aminés, disaccharides et des dérivés de glucides), des acides gras, des acides aminés, des acides organiques, des stéroïdes, des alcools et autres groupes des biomolécules biologiquement actifs. Les glucides prédominent dans les cinq extraits étudiés. De même, l'analyse chimique des composés phénoliques par CL-SM nous a permis d'identifier et de

quantifier neufs composés à savoir l'acide cinnamique, l'acide gallique, l'acide *p*-hydroxybenzoïque, l'acide parabène et l'acide protocatéchuïque avec des quantités différentes d'un composé à l'autre. Les fructifications des champignons analysés ont montré une quantité importante des composés bioactifs nommés, polyphénol, flavonoïde, tannin, acide ascorbique et caroténoïde (β -carotène et lycopène). Cette richesse en composés organiques des espèces étudiées est responsable de plusieurs activités biologiques incluant les activités évaluées dans cette thèse qui sont les activités antioxydante, antibactérienne et antifongique.

Les résultats des activités antioxydantes par les trois tests, l'activité de piégeage des radicaux DPPH, l'inhibition du blanchiment au β -carotène et le pouvoir réducteur ferrique ont montré une forte capacité antioxydante. L'extrait méthanolique de *Lactarius sanguifluus* a montré une activité antimicrobienne significative contre sept pathogènes pour les humains incluant deux bactéries, et cinq champignons filamenteux. Ces résultats importants des activités biologiques peuvent être dus aux richesses des champignons étudiés en composés chimiques bioactifs.

La comparaison des résultats obtenus à partir des espèces récoltées au Portugal, qui est un endroit caractérisé par une forte influence atlantique, par rapport à des espèces récoltées au Maroc caractérisé par une forte influence méditerranéenne démontrent clairement que la composition chimique, les composés bioactifs et les propriétés antioxydantes des champignons sauvages peuvent être affectés par les conditions géographiques, microclimatiques et édaphiques du site de collecte.

En général, la richesse des espèces étudiées en composés organiques ayant des valeurs nutritionnelles et pharmaceutiques comme les autres champignons, est une excellente raison pour mieux protéger les formations végétales au Maroc et d'investir dans la culture de ces espèces pour la production de masse et la commercialisation alimentaire au niveau national et international. De plus de ses valeurs nutritionnelles et caloriques, les extraits des champignons comestibles étudiés se sont avérés avoir des activités biologiques importantes qui pourraient être exploitées dans l'industrie alimentaire et pharmaceutique. Ainsi les résultats de ce travail contribuent à l'élaboration de bases de données nutritionnelles et pharmaceutiques des champignons consommés dans le monde.

⇒ Perspectives envisagées

En perspectives de ce travail, il serait utile de :

- Continuer et compléter les études des champignons supérieurs des différentes formations végétales du Nord du Maroc et d'étudier la mycoflore des autres régions du Maroc.

- Identifier les champignons sauvages par des études moléculaires pour confirmer et compléter leur identification.
- Etablir un catalogue ou un guide terrien des champignons supérieurs récoltés et identifiés au Nord du Maroc.
- Produire des carpophores et des métabolites actifs à partir des mycéliums purs obtenus, et de cultiver plus des espèces *in vitro* et *in vivo*.
- Publier les résultats obtenus concernant la composition chimique, détermination des molécules bioactives et activité antioxydante, antibactérienne et antifongique de deux champignons médicinaux, *Fomes fomentarius* et *Ganoderma lucidum*. Ainsi que publier les résultats obtenus de composition chimique, composés bioactifs et activité antioxydante de neuf autres champignons.
- Publier les résultats de l'axe I de la partie expérimentale de la thèse.
- Extraire et séparer des biomolécules des autres champignons supérieurs du Maroc à partir de leurs fructifications et/ou de leurs mycéliens et culture de mycéliums.
- Evaluer les activités biologiques incluant l'activité antioxydante, antimicrobienne, anticancéreuse, anti-inflammatoire et autres activités des extraits et des composés purifiés des champignons supérieurs.
- Organiser des journées scientifiques internationales spécifiques aux champignons
- Créer une association mycologique au Nord du Maroc et faire des collaborations avec les mycologues au niveau national et international pour bien valoriser la biodiversité fongique.
- Produire des carpophores des champignons comestibles et médicinaux dans un but industriel et commercial et contribuer à la création des emplois.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- AACID, MOSAYCO M., DELEGARON P., ADL CHEFCHAOUEN, COOPERARVE agricole 2014. Projet « l'Amélioration de la Capacité Productive du Champignons à Chefchaouen Phase II ». Chefchaouen.
- AAFI A. 1995. Contribution à l'étude phytoecologique et à la cartographie des groupements végétaux du parc national de Talassemtane (Provinces de Tétouan et Chefchaouen) (3^e cycle d'ingénieur). Ecole Nationale Forestière d'Ingénieurs, Salé.
- ABDEL-AZEEM A.M., KHALIL W.F. 2019. Chapter 21 - Endophytic Fungi as a New Source of Antirheumatoid Metabolites, in: WATSON, R.R., PREEDY, V.R. (Éd.), *Bioactive Food as Dietary Interventions for Arthritis and Related Inflammatory Diseases* (Second Edition). Academic Press, p. 355-384. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-813820-5.00021-0>
- ABOUREOUH M. 2013. Champignons Forestiers Comestibles et « Truffes du Désert » au Maroc.
- ABOUREOUH M. 2011. Les champignons du Maroc : A leur découverte. Centre de Recherche Forestière.
- ABOUREOUH M. 2000. Mycorhizes et Mycorhization des principales essences forestières du Maroc (Thèse de Doctorat). Université Mohammed V-Agdal, Faculté des Sciences, Rabat, Maroc.
- AGUIL F.A., KHOLFY S.E., ASRI A.E., TOUHAMI A.O., BENKIRANE R., DOUIRA A. 2015. Contribution to the basidiomycetes inventory of Gourougou and Tizirene's forests (Northern Morocco). *Environ. Sci.* 4.
- AINSWORTH G.C. 1971. Ainsworth & Bisby's Dictionary of the Fungi, Sixteenth Edition. ed. Commonwealth Mycological Institute, Farnham Royal.
- AINSWORTH G.C., SUSSMAN A.S. (Éd.) 1973. A Taxonomic Review with Keys; Ascomycetes and Fungi Imperfecti. Academic Press Inc, New York, London.
- AIT AGUIL F. 2005. Contribution à l'étude de la biodiversité de la flore fongique des forêts marocaines: Cas des Basidiomycètes du Rif Occidental et des Gastéromycètes de la Mamora (Thèse de Doctorat). Université Ibn Tofail, Faculté des Sciences, Kenitra, Maroc.
- AIT SAFAR A. 2020. Mushlab : Production des champignons comestibles au Maroc. URL <https://mush-lab.ma/> (consulté le 9.1.21).
- ALCANTARA D.M., FERREZUELO T.I., DIAZ C.M., BOUZIANE H. 2018. Estudio de la Micobiota del Norte de Marruecos II. *Micobotánica-Jaén* XIII.
- ALCANTARA D.M., MUÑOZ M.R., CANALES M.P., ARISTIMUÑO D.E. 2014. Estudio de la Micobiota del Norte de Marruecos I. *Micobotánica-Jaén* IX.
- ALVES M., FERREIRA I., DIAS J., TEIXEIRA V., MARTINS A., PINTADO M. 2013. A Review on Antifungal Activity of Mushroom (Basidiomycetes) Extracts and Isolated Compounds. *Curr. Top. Med. Chem.* 13, 2648-2659. <https://doi.org/10.2174/15680266113136660191>
- ALVES M., FERREIRA I., DIAS J., TEIXEIRA V., MARTINS A., PINTADO M. 2012. A Review on Antimicrobial Activity of Mushroom (Basidiomycetes) Extracts and Isolated Compounds. *Planta Med.* 78, 1707-1718. <https://doi.org/10.1055/s-0032-1315370>
- ALVES M.J., FERREIRA I.C.F.R., FROUFE H.J.C., ABREU R.M.V., MARTINS A., PINTADO M. 2013. Antimicrobial activity of phenolic compounds identified in wild mushrooms, SAR analysis and docking studies. *J. Appl. Microbiol.* 115, 346-357. <https://doi.org/10.1111/jam.12196>
- APDN 2015. APDN – Agence pour la Promotion et le Développement du Nord [WWW Document]. URL <http://www.apdn.ma/> (consulté le 10.13.21).
- APDN 2011. Les Régions du Nord du Maroc : Etat des lieux territorial - Démographie, économie, secteurs sociaux, infrastructures et compétitivité 80.
- APROTOSOAIE A.C., ZAVASTIN D.E., MIHAI C.-T., VOICHITA G., GHERGHEL D., SILION M., TRIFAN A., MIRON A. 2017. Antioxidant and antigenotoxic potential of *Ramaria larentii* Marr & D. E. Stuntz, a wild edible mushroom collected from Northeast Romania. *Food Chem. Toxicol.* 108, 429-437. <https://doi.org/10.1016/j.fct.2017.02.006>
- ARIKAN S. 2007. Current status of antifungal susceptibility testing methods. *Med. Mycol.* 45, 569-587. <https://doi.org/10.1080/13693780701436794>
- AYER W.A., BROWNE L.M. 1981. Terpenoid metabolites of mushrooms and related basidiomycetes. *Tetrahedron*.
- AYTAR E.C., AKATA I., AÇIK L. 2020. Antioxidant and Antimicrobial Activities of *Armillaria mellea* and *Macrolepiota procera* Extracts 8.
- AZUL A.M., MENDES S.M., SOUSA J.P., FREITAS H. 2011. Fungal fruitbodies and soil macrofauna as indicators of land use practices on soil biodiversity in Montado. *Agrofor. Syst.* 82, 121-138. <https://doi.org/10.1007/s10457-010-9359-y>
- BABITA K., NARENDER S.A. 2014. Nutritional and nutraceutical potential of wild edible *Macrolepiotoid* mushrooms of north India. *Int J Pharm Pharm sci* 16, 200-204.

- BADALYAN S.M. 2004. Antiprotozoal Activity and Mitogenic Effect of Mycelium of Culinary-Medicinal Shiitake Mushroom *Lentinus edodes* (Berk.) Singer (Agaricomycetidae). *Int. J. Med. Mushrooms* 6. <https://doi.org/10.1615/IntJMedMushr.v6.i2.40>
- BADAWI A.M. 2012. Important Facts about Cancer Prevention. Trafford Publishing.
- BALOUIRI M., SADIKI M., IBNSOUDA S.K. 2016. Methods for in vitro evaluating antimicrobial activity : A review. *J. Pharm. Anal.* 6, 71-79. <https://doi.org/10.1016/j.jpha.2015.11.005>
- BARNEY D.L. 2009. Growing Mushrooms Commercially 8.
- BARREIRA J.C.M., FERREIRA I.C.F.R. 2015. Steroids in natural matrices : Chemical features and bioactive properties, in: *Biotechnology of Bioactive Compounds*. John Wiley & Sons, Ltd, p. 395-431. <https://doi.org/10.1002/9781118733103.ch16>
- BARREIRA J.C.M., OLIVEIRA M.B.P.P., FERREIRA I.C.F.R. 2014. Development of a Novel Methodology for the Analysis of Ergosterol in Mushrooms. *Food Anal. Methods* 7, 217-223. <https://doi.org/10.1007/s12161-013-9621-9>
- BARRICO L., RODRIGUEZ-ECHEVERRIA S., FREITAS H. 2010. Diversity of soil basidiomycete communities associated with *Quercus suber* L. in Portuguese montados. *Eur. J. Soil Biol.* 46, 280-287. <https://doi.org/10.1016/j.ejsobi.2010.05.001>
- BARROS L. 2008. Chemical Characterization and Bioactive Properties of Portuguese Wild Edible Mushrooms (PhD thesis). Universidad de Salamanca, Spain.
- BARROS L., BAPTISTA P., CORREIA D., CASAL S., OLIVEIRA B., FERREIRA I. 2007a. Fatty acid and sugar compositions, and nutritional value of five wild edible mushrooms from Northeast Portugal. *Food Chem.* 105, 140-145. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2007.03.052>
- BARROS L., BAPTISTA P., CORREIA D.M., SA MORAIS J., FERREIRA I.C.F.R. 2007b. Effects of Conservation Treatment and Cooking on the Chemical Composition and Antioxidant Activity of Portuguese Wild Edible Mushrooms. *J. Agric. Food Chem.* 55, 4781-4788. <https://doi.org/10.1021/jf070407o>
- BARROS L., CALHELHA R.C., VAZ J.A., FERREIRA I.C.F.R., BAPTISTA P., ESTEVINHO L.M. 2007c. Antimicrobial activity and bioactive compounds of Portuguese wild edible mushrooms methanolic extracts. *Eur. Food Res. Technol.* 225, 151-156. <https://doi.org/10.1007/s00217-006-0394-x>
- BARROS L., CORREIA D.M., FERREIRA I.C.F.R., BAPTISTA P., SANTOS-BUELGA C. 2008a. Optimization of the determination of tocopherols in *Agaricus* sp. edible mushrooms by a normal phase liquid chromatographic method. *Food Chem.* 110, 1046-1050. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2008.03.016>
- BARROS L., DUEÑAS M., FERREIRA I.C.F.R., BAPTISTA P., SANTOS-BUELGA C. 2009. Phenolic acids determination by HPLC–DAD–ESI/MS in sixteen different Portuguese wild mushrooms species. *Food Chem. Toxicol.* 47, 1076-1079. <https://doi.org/10.1016/j.fct.2009.01.039>
- BARROS L., FALCÃO S., BAPTISTA P., FREIRE C., VILAS-BOAS M., FERREIRA I.C.F.R. 2008b. Antioxidant activity of *Agaricus* sp. mushrooms by chemical, biochemical and electrochemical assays. *Food Chem.* 111, 61-66. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2008.03.033>
- BARROS L., FERREIRA I.C.F.R., BAPTISTA P. 2008c. Phenolics and Antioxidant Activity of Mushroom *Leucopaxillus giganteus* Mycelium at Different Carbon Sources. *Food Sci. Technol. Int.* 14, 47-55. <https://doi.org/10.1177/1082013208090094>
- BARROS L., FERREIRA M.-J., QUEIROS B., FERREIRA I.C.F.R., BAPTISTA P. 2007d. Total phenols, ascorbic acid, β -carotene and lycopene in Portuguese wild edible mushrooms and their antioxidant activities. *Food Chem.* 103, 413-419. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2006.07.038>
- BARROS L., PEREIRA C., FERREIRA I.C.F.R. 2013. Optimized Analysis of Organic Acids in Edible Mushrooms from Portugal by Ultra Fast Liquid Chromatography and Photodiode Array Detection. *Food Anal. Methods* 6, 309-316. <https://doi.org/10.1007/s12161-012-9443-1>
- BARROS L., VENTURINI B.A., BAPTISTA P., ESTEVINHO L.M., FERREIRA I.C.F.R. 2008d. Chemical Composition and Biological Properties of Portuguese Wild Mushrooms: A Comprehensive Study. *J. Agric. Food Chem.* 56, 3856-3862. <https://doi.org/10.1021/jf8003114>
- BAS B. 2016. LES LACTAIRES EN FRANCHE-COMTE Généralités, Classification, Monographies, Cartographies, Toxicité & Recherches scientifiques (Thèse). Université France-Comité, France.
- BEKARA A. 2020. Synthèse des Biomolécules : Cours M2 - Biochimie 2020_2021. Faculté des Sciences de la Nature et de la vie, Université Hassiba Benbouali, Chlef.
- BELABBAS M. 2015. Les Compléments Alimentaires à base de champignons : Bénéfices et risques. (Thèse). Université Mohammed V de Rabat, Maroc.
- BELUHAN S., RANOGAJEC A. 2011. Chemical composition and non-volatile components of Croatian wild edible mushrooms. *Food Chem.* 124, 1076-1082. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2010.07.081>
- BEN HASSINE BEN ALI M. 2016. Preliminary checklist of the macrofungi from northwestern Tunisia. *Curr. Res. Environ. Appl. Mycol.* 6, 35-44. <https://doi.org/10.5943/cream/6/1/4>

- BENABID A. 1985. Les écosystèmes forestiers, préforestiers et presteppiques du Maroc : diversité, répartition biogéographique et problèmes posés par leur aménagement - Notre bibliothèque - Forêt Méditerranéenne. *For. Méditerranéenne* VII, 53-64.
- BINANTO I., HENDRIC SPITS WARNARS H.L., SIANIPAR N.F., ABBAS B.S. 2019. LC-MS Analysis: Mini Review Frequently Used Open Source Softwares, in: 2019 6th International Conference on Information Technology, Computer and Electrical Engineering (ICITACEE). Présenté à 2019 6th International Conference on Information Technology, Computer and Electrical Engineering (ICITACEE), IEEE, Semarang, Indonesia, p. 1-5. <https://doi.org/10.1109/ICITACEE.2019.8904162>
- BISHOP K.S., KAO C.H.J., XU Y., GLUCINA M.P., PATERSON R.R.M., FERGUSON L.R. 2015. From 2000 years of *Ganoderma lucidum* to recent developments in nutraceuticals. *Phytochemistry* 114, 56-65. <https://doi.org/10.1016/j.phytochem.2015.02.015>
- BOA E.R. 2006. Champignons comestibles sauvages : vue d'ensemble sur leurs utilisations et leur importance pour les populations, Non-wood forest products. Food and Agriculture Organization of the United Nations, Rome.
- BOONSONG S., KLAYPRADIT W., WILAI PUN P. 2016. Antioxidant activities of extracts from five edible mushrooms using different extractants. *Agric. Nat. Resour.* 50, 89-97. <https://doi.org/10.1016/j.anres.2015.07.002>
- BOUKERKER H., BOUMEDJANE M.R. 2018. Study of some macromycetes mushrooms; in the atlas cedar forests of the Belezma massif (Batna, Algeria). *Courr. Savoir* 25, 09-20.
- BRUNETON J. 1999. Pharmacognosie. Phytochimie, plantes médicinales 3e édition - Jean Bruneton, 3^e ed. Tec & Doc (Editions).
- BRUNO J., NICOLAS M. 2004. L'acide ascorbique et son utilisation en tant additif dans les industries alimentaires. Licence IUP SIAL.
- BURULEANU L.C., RADULESCU C., GEORGESCU A.A., DANET F.A., OLTEANU R.L., NICOLESCU C.M., DULAMA I.D. 2018. Statistical Characterization of the Phytochemical Characteristics of Edible Mushroom Extracts. *Anal. Lett.* 51, 1039-1059. <https://doi.org/10.1080/00032719.2017.1366499>
- CAROCHO M., FERREIRA I.C.F.R. 2013. A review on antioxidants, prooxidants and related controversy: Natural and synthetic compounds, screening and analysis methodologies and future perspectives. *Food Chem. Toxicol.* 51, 15-25. <https://doi.org/10.1016/j.fct.2012.09.021>
- CARVALHO L.M. da F. 2012. Application of Gas Chromatography-Mass Spectrometry for targeted and non-targeted analysis in toxic and edible mushrooms (Master). University of Porto, Portugal.
- CASSAR A., MOREL S., RAPIOR S., TEDESCHI T. 2016. La culture des macromycètes entrant dans la composition des compléments alimentaires (Thèse). Université de Montpellier, France.
- CASSELTON L.A., OLESNICKY N.S. 1998. Molecular Genetics of Mating Recognition in Basidiomycete Fungi. *Microbiol. Mol. Biol. Rev.* 62, 55-70.
- ÇAYAN F., TEL G., DURU M.E., ÖZTÜRK M., TÜRKÖGLÜ A., HARMANDAR M. 2014. Application of GC, GC-MSD, ICP-MS and Spectrophotometric Methods for the Determination of Chemical Composition and In Vitro Bioactivities of *Chroogomphus rutilus*: The Edible Mushroom Species. *Food Anal. Methods* 7, 449-458. <https://doi.org/10.1007/s12161-013-9644-2>
- ÇAYAN F., TEL-ÇAYAN G., ÖZLER M., DURU M. 2016. Comparative Study of Fatty Acids Profile of Wild Mushroom Species from Turkey. *Eurasian J. Anal. Chem.* 12, 257-263. <https://doi.org/10.12973/ejac.2017.00168a>
- CHANG S.T., MILES P.G. 2004. Mushrooms: cultivation, nutritional value, medicinal effect, and environmental impact, 2nd edition. ed. CRC Press, Boca Raton, Fla.
- CHANG S.T., SOLOMON P. WASSER 2012. The role of culinary-medicinal mushrooms on human welfare with a pyramid model for human health. *Int. J. Med. Mushrooms* 14, 95-134. <https://doi.org/10.1615/intjmedmushr.v14.i2.10>
- CHAVANT L. 2008. Champignons toxiques & comestibles. Les confusions à éviter. INSTITUT KLORANE, France.
- CHEFCHAOUEN.MA 2012. Coopérative féminine pour la production et la commercialisation des champignon [WWW Document]. [chefchaouen.ma](http://www.chefchaouen.ma). URL http://www.chefchaouen.ma/frontoffice/pages/585?poi_id=99 (consulté le 9.1.21).
- CHEKIREB D., MOREAU P.-A., COURTECUISE R. 2013. Les russules des subéraies d'Algérie. *Doc. Mycol.* XXXV, 325-347.
- CHEN H.-P., ZHAO Z.-Z., LI Z.-H., HUANG Y., ZHANG S.-B., TANG Y., YAO J.-N., CHEN L., ISAKA M., FENG T., LIU J.-K. 2018. Anti-Proliferative and Anti-Inflammatory Lanostane Triterpenoids from the Polish Edible Mushroom *Macrolepiota procera*. *J. Agric. Food Chem.* 66, 3146-3154. <https://doi.org/10.1021/acs.jafc.8b00287>
- CHEN J., YONG Y., XING M., GU Y., ZHANG Z., ZHANG S., LU L. 2013. Characterization of polysaccharides with marked inhibitory effect on lipid accumulation in *Pleurotus eryngii*. *Carbohydr. Polym.* 97, 604-613. <https://doi.org/10.1016/j.carbpol.2013.05.028>

- CHEN R., REN X., YIN W., LU J., TIAN L., ZHAO L., YANG R., LUO S. 2020. Ultrasonic disruption extraction, characterization and bioactivities of polysaccharides from wild *Armillaria mellea*. *Int. J. Biol. Macromol.* 156, 1491-1502. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2019.11.196>
- CHEN W., ZHAO Z., LI Y. 2011. Simultaneous increase of mycelial biomass and intracellular polysaccharide from *Fomes fomentarius* and its biological function of gastric cancer intervention. *Carbohydr. Polym.* 85, 369-375. <https://doi.org/10.1016/j.carbpol.2011.02.035>
- CHENG P.-G., LAW C., CHIN S.K. 2011. Effect Of Drying On Crude Ganoderic Acids And Water-Soluble Polysaccharides Content In *Ganoderma Lucidum*. *Int. J. Pharm. Pharm. Sci.* Volume 3.
- CHEUNG P.C.K. 2013. Mini-review on edible mushrooms as source of dietary fiber: Preparation and health benefits. *Food Sci. Hum. Wellness* 2, 162-166. <https://doi.org/10.1016/j.fshw.2013.08.001>
- CHEUNG P.C.K. 1998. Plasma and Hepatic Cholesterol Levels and Fecal Neutral Sterol Excretion Are Altered in Hamsters Fed Straw Mushroom Diets. *J. Nutr.* 128, 1512-1516. <https://doi.org/10.1093/jn/128.9.1512>
- CHIHARA G., MAEDA Y., HAMURO J., SASAKI T., FUKUOKA F. 1969. Inhibition of Mouse Sarcoma 180 by Polysaccharides from *Lentinus edodes* (Berk.) Sing. *Nature* 222, 687-688. <https://doi.org/10.1038/222687a0>
- CHIMACTIV 2021. Ressources pédagogiques numériques interactives dans l'analyse chimique de milieux complexes [WWW Document]. *Chimactiv*. URL <http://chimactiv.agroparistech.fr/fr/aliments/antioxydant-dpph/principe> (consulté le 8.30.21).
- CHORÃO T.S.S. 2009. Biodiversidade De Cogumelos Em Povoamentos De Pináceas Nos Pirenéus Catalães (Master). Universidade Técnica de Lisboa, Portugal.
- CLEMENÇON H., EMMETT V., EMMETT E.E. 2004. Cytology and Plectology of the Hymenomycetes. J. Cramer.
- CLSI 2009. Method for Dilution Antimicrobial Susceptibility Tests of Bacteria That Grow Aerobically; Approved Standard-Eighth Edition. CLSI Document M07–A8. Wayne, PA. *Clin. Lab. Stand. Inst.* 29.
- CLSI 2008a. Reference Method for Broth Dilution Antifungal Susceptibility Testing of Yeasts; Third Informational Supplement. CLSI Document M27–S3. Wayne, PA. *Clin. Lab. Stand. Inst.* 28.
- CLSI 2008b. Reference Method for Broth Dilution Antifungal Susceptibility Testing of Yeasts; Approved Standard-Third Edition. CLSI Document M27–A3. Wayne, PA. *Clin. Lab. Stand. Inst.* 28.
- CLSI 2008c. Reference Method for Broth Dilution Antifungal Susceptibility Testing of Filamentous Fungi; Approved Standard-Second Edition. CLSI Document M38–A2. Wayne, PA. *Clin. Lab. Stand. Inst.* 28.
- CLSI 1999. Methods for determining bactericidal activity of antimicrobial agents: approved guideline. NCCLS, Wayne (Pennsylvania).
- COURTECUISSE R., DUHEM B. 2011. Guide des champignons de France et d'Europe : 1752 espèces décrites et illustrées. Delachaux et Niestlé.
- DAGNINO A. 2007. Le Parc naturel régional expérimental de Bouhachem Région du Rif, Maroc. *For. MÉDITERRANÉENNE* T. XXVIII, 59-66.
- DANIËLS P.P., INFANTE-GARCIA-PANTALEON F., ROSAS-ALCANTARA M., ECH-CHAOUNY R., H. BOUZIANE 2016. Aportación al conocimiento de la diversidad fúngica del Rif (Marruecos). *Bol. Soc. Micol. Madrid*.
- DASS C. 2007. Fundamentals of Contemporary Mass Spectrometry. John Wiley & Sons, Inc., Hoboken, NJ, USA. <https://doi.org/10.1002/0470118490>
- DE GEYTER E. 2012. Toxicity and mode of action of steroid and terpenoid secondary plant metabolites against economically important pest insects in agriculture (dissertation). Ghent University.
- DEBRUYNE L.K., PINNA K., WHITNEY E.N. 2016. Nutrition & diet therapy, Ninth Edition. ed. Cengage Learning, Boston, MA.
- DEF 2019a. Forêts En Chiffres [WWW Document]. *Dép. Eaux For.* URL <http://www.eauxetforets.gov.ma/ForetsMarocaines/ForetsChiffres/Pages/Forets-En-Chiffres.aspx> (consulté le 11.5.21).
- DEF 2019b. Parc National de Talassemtane [WWW Document]. *Dép. Eaux For.* URL <http://www.eauxetforets.gov.ma/Biodiversite/GestionBiodiversite/Pages/Parc-National-de-Talassemtane.aspx> (consulté le 10.24.21).
- DEFANT A., MANCINI I., MATUCCI R., BELLUCCI C., DOSI F., Malferrari D., Fabbri D. 2015. Muscarine-like compounds derived from a pyrolysis product of cellulose. *Org. Biomol. Chem.* 13, 6291-6298. <https://doi.org/10.1039/C5OB00339C>
- DE MATTOS-SHIPLEY K.M.J., FORD K.L., ALBERTI F., BANKS A.M., BAILEY A.M., FOSTER G.D. 2016. The good, the bad and the tasty: The many roles of mushrooms. *Stud. Mycol.* 85, 125-157. <https://doi.org/10.1016/j.simyco.2016.11.002>
- DIZ P. do C.C. 2015. Ultrasound-assisted extraction of mycosterols from *Agaricus bisporus* L. vs conventional Soxhlet extraction (Master). Escola Superior de Tecnologia e Gestão Instituto Politécnico de Bragança, Portugal.
- DULGER B. 2005. Antimicrobial activity of ten Lycoperdaceae. *Fitoterapia* 76, 352-354. <https://doi.org/10.1016/j.fitote.2005.02.004>

- DULGER B., YILMAZ F., GUCIN F. 2002. Antimicrobial Activity of Some Lactarius Species. *Pharm. Biol.* 40, 304-306. <https://doi.org/10.1076/phbi.40.4.304.8468>
- ECEID, UICN 2012. Diagnostic Parc National Talassemtane pour l'élaboration du plan stratégique de l'écotourisme, Mise en place d'un réseau écotouristique d'espaces naturels dans des pays méditerranéens d'Afrique du nord. Centre de Coopération pour la Méditerranée et AECID - Espagne, Maroc.
- EL KHOLFY S., AÏT AGUIL F., OUAZZANI TOUHAMI A., BENKIRANE R., DOUIRA A. 2011. Bibliographic inventory of Moroccan Rif's fungi: Catalog of rifain fungal flora. *J. Anim. Plant Sci.* 12, 1493-1526.
- EL MOKNI R., EL AOUNI M.H. 2019. Hidden diversity of wild macrofungi in oak (*Quercus* spp.) forests of Kroumiria (northern west of Tunisia): occurrence, rarity and new records. *Nova Hedwig.* 108, 101-172. https://doi.org/10.1127/nova_hedwigia/2018/0494
- EL-ASSFOURI A. 2006. Biodiversité fongique du Maroc: inventaire et étude des Basidiomycètes de la forêt de la Mamora (Thèse de Doctorat). Université Ibn Tofail, Faculté des Sciences, Kenitra, Maroc.
- EL-ASSFOURI A., OUABBOU A., KHOLFY S.E., HAÏMED M., OUAZZANI A., BENKIRANE R., DOUIRA A. 2014. *Clavariadelphus pistillaris*: A new mycorrhizal species of Jbel Bouhachem's forest in the Rif (Northern Morocco) 4.
- EL-ASSFOURI A., OUAZZANI TOUHAMI A., OUABBOU A., BENKIRANE R., DOUIRA A. 2011. Etude de quelques Basidiomycètes lignicoles associés au chêne-liège de la forêt de la Mamora. *Rev. Marocaine Prot. Plantes* 2, 55-64.
- EL-ASSFOURI A., OUAZZANI TOUHAMI A., ZIDANE L., FENNANE M., DOUIRA A. 2003. Inventaire des spécimens fongiques de l'Herbier national de l'Institut Scientifique de Rabat. *Bull. Inst. Sci. Rabat Maroc Sect. Sci. Vie* 25, 1-23.
- ELLIS J.J. 1979. Preserving Fungus Strains in Sterile Water. *Mycologia* 71, 1072-1075. <https://doi.org/10.2307/3759297>
- EO S.K., KIM Y.S., LEE C.K., HAN S.S. 1999. Antiviral activities of various water and methanol soluble substances isolated from *Ganoderma lucidum*. *J. Ethnopharmacol.* 68, 129-136. [https://doi.org/10.1016/s0378-8741\(99\)00067-7](https://doi.org/10.1016/s0378-8741(99)00067-7)
- ERBIAI E.H., BOUCHRA B., DA SILVA L.P., LAMRANI Z., PINTO E., DA SILVA J.C.G.E., MAOUNI A. 2021a. Chemical composition and antioxidant and antimicrobial activities of *Lactarius sanguifluus*, a wild edible mushroom from northern Morocco. *Euro-Mediterr. J. Environ. Integr.* 6. <https://doi.org/10.1007/s41207-021-00247-6>
- ERBIAI E.H., DA SILVA L.P., SAIDI R., LAMRANI Z., ESTEVES DA SILVA J.C.G., MAOUNI A. 2021b. Chemical Composition, Bioactive Compounds, and Antioxidant Activity of Two Wild Edible Mushrooms *Armillaria mellea* and *Macrolepiota procera* from Two Countries (Morocco and Portugal). *Biomolecules* 11, 575. <https://doi.org/10.3390/biom11040575>
- FAVIER A. 2003. Le stress oxydant : Intérêt conceptuel et expérimental dans la compréhension des mécanismes des maladies et potentiel thérapeutique. *undefined*.
- FERNANDES Â., BARROS L., BARREIRA J.C.M., ANTONIO A.L., OLIVEIRA M.B.P.P., MARTINS A., FERREIRA I.C.F.R. 2013. Effects of different processing technologies on chemical and antioxidant parameters of *Macrolepiota procera* wild mushroom. *Food Sci. Technol.* 7.
- FERNANDEZ S.P., WASOWSKI C., LOSCALZO L.M., GRANGER R.E., JOHNSTON G.A.R., PALADINI A.C., MARDER M. 2006. Central nervous system depressant action of flavonoid glycosides. *Eur. J. Pharmacol.* 539, 168-176. <https://doi.org/10.1016/j.ejphar.2006.04.004>
- FERREIRA I., BARROS L., ABREU R. 2009. Antioxidants in Wild Mushrooms. *Curr. Med. Chem.* 16, 1543-1560. <https://doi.org/10.2174/092986709787909587>
- FERREIRA I.C.F.R., A. VAZ J., VASCONCELOS M.H., MARTINS A. 2010. Compounds from Wild Mushrooms with Antitumor Potential. *Anticancer Agents Med. Chem.* 10, 424-436. <https://doi.org/10.2174/1871520611009050424>
- FERREIRA I.C.F.R., BAPTISTA P., VILAS-BOAS M., BARROS L. 2007. Free-radical scavenging capacity and reducing power of wild edible mushrooms from northeast Portugal: Individual cap and stipe activity. *Food Chem.* 100, 1511-1516. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2005.11.043>
- FERREIRA I.C.F.R., FERNANDES Â., HELENO S.A. 2017. Chemical, Nutritional, and Bioactive Potential of Mushrooms, in: DIEGO, C.Z., PARDO-GIMENEZ, A. (Éd.), *Edible and Medicinal Mushrooms*. John Wiley & Sons, Ltd, Chichester, UK, p. 455-501. <https://doi.org/10.1002/9781119149446.ch21>
- FIEHN O. 2016. Metabolomics by Gas Chromatography-Mass Spectrometry: the combination of targeted and untargeted profiling. *Curr. Protoc. Mol. Biol. Ed. Frederick M Ausubel Al* 114, 30.4.1-30.4.32. <https://doi.org/10.1002/0471142727.mb3004s114>
- FRIES E. 1821. *Systema mycologicum, Gryphiswaldae*. ed. Ex officina Berlingiana, Lundæ.
- GAGNON M.-C., LAMBANY M., PERRON B., BOUCHARD P., MALENFANT P.G., HENAUULT-TESSIER M., BELANGER D. 2020. Guide technique sur la culture des champignons saprophytes en milieu forestier, Biopterre. ed. Canada.

- GALAPPATHIE S. 2018. Investigation of anti-microbial activity and phytochemical characterisation of plant extracts (Thesis). Swinburne University of Technology.
- GAPER J., GAPEROVA S., PRISTAS P., NAPLAVOVA K. 2016. Medicinal Value and Taxonomy of the Tinder Polypore, *Fomes fomentarius* (Agaricomycetes): A Review. *Int. J. Med. Mushrooms* 18. <https://doi.org/10.1615/IntJMedMushrooms.v18.i10.10>
- GASSIBE P.V., FABERO R.F., HERNANDEZ-RODRIGUEZ M., ORIA-DE-RUEDA J.A., MARTIN-PINTO P. 2011. Fungal community succession following wildfire in a Mediterranean vegetation type dominated by *Pinus pinaster* in Northwest Spain. *For. Ecol. Manag.* 262, 655-662. <https://doi.org/10.1016/j.foreco.2011.04.036>
- GASSIBE P.V., FABERO R.F., HERNANDEZ-RODRIGUEZ M., ORIA-DE-RUEDA J.A., OVIEDO F.B., MARTIN-PINTO P. 2014. Post-fire production of mushrooms in *Pinus pinaster* forests using classificatory models. *J. For. Res.* 19, 348-356. <https://doi.org/10.1007/s10310-013-0419-9>
- GERACI C., PIATTELLI M., TRINGALI C., VERBIST J.F., ROUSSAKIS C. 1992. Cytotoxic activity of tetraprenylphenols related to suillin, an antitumor principle from *Suillus granulatus*. *J. Nat. Prod.* 55, 1772-1775. <https://doi.org/10.1021/np50090a010>
- GEVRY M.-F., SIMARD D., ROY G., FORET MODELE DU LAC SAINT-JEAN 2009. Champignons comestibles du Lac-Saint-Jean. Forêt Modèle du Lac-Saint-Jean, Mashteuiatsch.
- GHATE S.D., SRIDHAR K.R. 2017. Bioactive Potential of *Lentinus squarrosulus* and *Termitomyces clypeatus* from the Southwestern region of India 12.
- GONMORI K., YOSHIOKA N. 2005. Mushroom toxins. *Drugs Poisons Hum.* 469-480. https://doi.org/10.1007/3-540-27579-7_53
- GOVORUSHKO S., REZAEI R., DUMANOV J., TSATSAKIS A. 2019. Poisoning associated with the use of mushrooms: A review of the global pattern and main characteristics. *Food Chem. Toxicol.* 128, 267-279. <https://doi.org/10.1016/j.fct.2019.04.016>
- GRAPHPAD 2010. 50% of what? How exactly are IC50 and EC50 defined? - FAQ 1356 - GraphPad [WWW Document]. *Graphpad*. URL <https://www.graphpad.com/support/faq/50-of-what-how-exactly-are-ic50-and-ec50-defined/> (consulté le 8.30.21).
- GRIENKE U., ZÖLL M., PEINTNER U., ROLLINGER J.M. 2014. European medicinal polypores--a modern view on traditional uses. *J. Ethnopharmacol.* 154, 564-583. <https://doi.org/10.1016/j.jep.2014.04.030>
- GRIFFIN D.H. 1994. Fungal Physiology, 2nd Edition. ed. Wiley-Liss, New York.
- GROVES J.W. 1981. Champignons comestibles et veneneux du Canada. Approvisionnements et Services Canada, Ottawa.
- HAGERMAN A.E. 2002. Vanillin Assay 4.
- HAIMED M. 2007. Biodiversité fongique du Maroc : Etude des champignons Basidiomycètes du Plateau Central et des Jardins Exotiques (Thèse de Doctorat). Université Ibn Tofail, Kenitra, Maroc.
- HAIMED M., KHOLFY S.E., EL-ASSFOURI A., OUZZANI-TOUHAMI A., BENKIRANE R., DOUIRA A. 2015. Inventory of Basidiomycetes and Ascomycetes harvested in the Moroccan Central Plateau 9.
- HAIMED M., NMICHI A., OUZZANI TOUHAMI A., DOUIRA A. 2013. Bibliographic inventory of Moroccan Central Plateau fungi. *J. Anim. Plant Sci.* 18, 2723-2749.
- HAIMED M., OUZZANI-TOUHAMI A., DOUIRA A. 2004. Etude de quelques espèces de lépiotes collectées dans la Mamora, Benslimane et le Rif (Maroc). *Bull. L'Institut Sci.* 26-27, 6.
- HALL I.R., YUN W., AMICUCCI A. 2003. Cultivation of edible ectomycorrhizal mushrooms. *Trends Biotechnol.* 21, 433-438. [https://doi.org/10.1016/S0167-7799\(03\)00204-X](https://doi.org/10.1016/S0167-7799(03)00204-X)
- HAN E.H., HWANG Y.P., KIM H.G., CHOI J.H., IM J.H., YANG J.H., LEE H.-U., CHUN S.-S., CHUNG Y.C., JEONG H.G. 2011. Inhibitory effect of *Pleurotus eryngii* extracts on the activities of allergic mediators in antigen-stimulated mast cells. *Food Chem. Toxicol. Int. J. Publ. Br. Ind. Biol. Res. Assoc.* 49, 1416-1425. <https://doi.org/10.1016/j.fct.2011.03.034>
- HARBORNE J.B., WILLIAMS C.A. 2000. Advances in flavonoid research since 1992. *Phytochemistry* 55, 481-504. [https://doi.org/10.1016/S0031-9422\(00\)00235-1](https://doi.org/10.1016/S0031-9422(00)00235-1)
- HASLAM E. 1996. Natural polyphenols (vegetable tannins) as drugs: possible modes of action. *J. Nat. Prod.* 59, 205-215. <https://doi.org/10.1021/np960040+>
- HAWKSWORTH D.L. 2001. The magnitude of fungal diversity: the 1.5 million species estimate revisited. *Mycol. Res.* 105, 1422-1432. <https://doi.org/10.1017/S0953756201004725>
- HCP 2019. Monographie de la province de Guercif. Haut-Commissariat au Plan Direction Régionale de l'Oriental, Maroc.
- HELENO S.A., BARROS L., MARTINS A., MORALES P., FERNANDEZ-RUIZ V., GLAMOCLIJIA J., SOKOVIC M., FERREIRA I.C.F.R. 2015a. Nutritional value, bioactive compounds, antimicrobial activity and bioaccessibility studies with wild edible mushrooms. *LWT - Food Sci. Technol.* 63, 799-806. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2015.04.028>
- HELENO S.A., BARROS L., MARTINS A., QUEIROZ M.J.R.P., MORALES P., FERNANDEZ-RUIZ V., FERREIRA I.C.F.R. 2015b. Chemical composition, antioxidant activity and bioaccessibility studies in phenolic extracts of

- two *Hericium* wild edible species. *LWT - Food Sci. Technol.* 63, 475-481. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2015.03.040>
- HELENO S.A., BARROS L., MARTINS A., QUEIROZ M.J.R.P., SANTOS-BUELGA C., FERREIRA I.C.F.R. 2012. Phenolic, Polysaccharidic, and Lipidic Fractions of Mushrooms from Northeastern Portugal: Chemical Compounds with Antioxidant Properties. *J. Agric. Food Chem.* 60, 4634-4640. <https://doi.org/10.1021/jf300739m>
- HELENO S.A., BARROS L., SOUSA M.J., MARTINS A., FERREIRA I.C.F.R. 2010. Tocopherols composition of Portuguese wild mushrooms with antioxidant capacity. *Food Chem.* 119, 1443-1450. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2009.09.025>
- HELENO S.A., BARROS L., SOUSA M.J., MARTINS A., SANTOS-BUELGA C., FERREIRA I.C.F.R. 2011. Targeted metabolites analysis in wild *Boletus* species. *LWT - Food Sci. Technol.* 44, 1343-1348. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2011.01.017>
- HELENO S.A., FERREIRA I.C.F.R., ESTEVES A.P., ĆIRIC A., GLAMOCLJIA J., MARTINS A., SOKOVIC M., QUEIROZ M.J.R.P. 2013. Antimicrobial and demelanizing activity of *Ganoderma lucidum* extract, p-hydroxybenzoic and cinnamic acids and their synthetic acetylated glucuronide methyl esters. *Food Chem. Toxicol.* 58, 95-100. <https://doi.org/10.1016/j.fct.2013.04.025>
- HELENO S.A., MARTINS A., QUEIROZ M.J.R.P., FERREIRA I.C.F.R. 2015c. Bioactivity of phenolic acids: Metabolites versus parent compounds: A review. *Food Chem.* 173, 501-513. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2014.10.057>
- HIBBETT D.S. 2006. A phylogenetic overview of the Agaricomycotina 9.
- HIBBETT D.S., BAUER R., BINDER M., GIACHINI A.J., HOSAKA K., JUSTO A., LARSSON E., LARSSON K.H., LAWREY J.D., MIETTINEN O., NAGY L.G., NILSSON R.H., WEISS M., THORN R.G. 2014. 14 Agaricomycetes, in: *Systematics and Evolution*. Springer Berlin Heidelberg, Berlin, Heidelberg, p. 373-429. https://doi.org/10.1007/978-3-642-55318-9_14
- HIBBETT D.S., BINDER M., BISCHOFF J.F., BLACKWELL M., CANNON P.F., ERIKSSON O.E., HUHDORF S., JAMES T., KIRK P.M., LÜCKING R., THORSTEN LUMBSCH H., LUTZONI F., MATHENY P.B., MCLAUGHLIN D.J., POWELL M.J., REDHEAD S., SCHOCH C.L., SPATAFORA J.W., STALPERS J.A., VILGALYS R., AIME M.C., APTROOT A., BAUER R., BEGEROW D., BENNY G.L., CASTLEBURY L.A., CROUS P.W., DAI Y.-C., GAMS W., GEISER D.M., GRIFFITH G.W., GUEIDAN C., HAWKSWORTH D.L., HESTMARK G., HOSAKA K., HUMBER R.A., HYDE K.D., IRONSIDE J.E., KÖLJALG U., KURTZMAN C.P., LARSSON K.-H., LICHTWARDT R., LONGCORE J., MIADLIKOWSKA J., MILLER A., MONCALVO J.-M., MOZLEY-STANDRIDGE S., OBERWINKLER F., PARMASO E., REEB V., ROGERS J.D., ROUX C., RYVARDEN L., SAMPAIO J.P., SCHÜBLER A., SUGIYAMA J., THORN R.G., TIBELL L., UNTEREINER W.A., WALKER C., WANG Z., WEIR A., WEISS M., WHITE M.M., WINKA K., YAO Y.-J., ZHANG N. 2007. A higher-level phylogenetic classification of the Fungi. *Mycol. Res.* 111, 509-547. <https://doi.org/10.1016/j.mycres.2007.03.004>
- HOFFMAN M.A. 2019. Chapter 25 - Entheogens (Psychedelic Drugs) and the Ancient Mystery Religions, in: *Toxicology in Antiquity. History of Toxicology and Environmental Health*, p. 353-362.
- HONRUBIA M., LLIMONA X. 1984. Aportación al conocimiento de los hongos del SE. de España. X. Boletales, Agaricales, Rusulales. *An. Univ. Murcia* 4, 66.
- HUSSAIN S.Z., MAQBOOL K. 2014. GC-MS: Principle, Technique and its application in Food Science. *undefined*.
- HUSSEIN J.M., TIBUHWA D.D., MSHANDETE A.M., KIVAIISI A.K. 2015. Antioxidant properties of seven wild edible mushrooms from Tanzania. *Afr. J. Food Sci.* 9, 471-479. <https://doi.org/10.5897/AJFS2015.1328>
- HYDE K.D., BAHKALI A.H., MOSLEM M.A. 2010. Fungi - an unusual source for cosmetics. *Fungal Divers.* 43, 1-9. <https://doi.org/10.1007/s13225-010-0043-3>
- IFIE I. 2016. The Effect of Processing Conditions on the Bioactive Compounds, Aroma Profile and Sensory Attributes of Wine from *Hibiscus sabdariffa* (Thesis). University of Leeds, England.
- ITO H., SUGIURA M., MIYAZAKI T. 1976. Antitumor Polysaccharide Fraction from the Culture Filtrate of *Fomes fomentarius*. *Chem. Pharm. Bull. (Tokyo)* 24, 2575-2575. <https://doi.org/10.1248/cpb.24.2575>
- KADHILA-MUANDINGI N.P., MUBIANA F.S., HALUEENDO K.L. 2008. MUSHROOM CULTIVATION: A BEGINNERS GUIDE SECOND EDITION. *Univ. Namib.* 44.
- KALAC P. 2013. A review of chemical composition and nutritional value of wild-growing and cultivated mushrooms. *J. Sci. Food Agric.* 93, 209-218. <https://doi.org/10.1002/jsfa.5960>
- KALOGEROPOULOS N., YANNI A.E., KOUTROTSIOS G., ALOUPI M. 2013. Bioactive microconstituents and antioxidant properties of wild edible mushrooms from the island of Lesbos, Greece. *Food Chem. Toxicol.* 55, 378-385. <https://doi.org/10.1016/j.fct.2013.01.010>
- KALUZNA-CZAPLINSKA J. 2007. GC-MS analysis of biologically active compounds in cosmopolitan grasses. *Acta Chromatogr.* 279-282.
- KANCHEVA V., KASAIKINA O. 2013. Bio-Antioxidants – A Chemical Base of Their Antioxidant Activity and Beneficial Effect on Human Health. *Curr. Med. Chem.* 20, 4784-4805. <https://doi.org/10.2174/09298673113209990161>

- KAVISHREE S., HEMAVATHY J., LOKESH B.R., SHASHIREKHA M.N., RAJARATHNAM S. 2008. Fat and fatty acids of Indian edible mushrooms. *Food Chem.* 106, 597-602. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2007.06.018>
- KHABAR L. 2002. Etudes pluridisciplinaires des truffes du Maroc et perspectives pour l'amélioration de production des « Terfess » de la forêt de la Mamora. (Thèse de Doctorat). Université Mohamed V, Faculté des Sciences, Maroc.
- KHODDAMI A., WILKES M.A., ROBERTS T.H. 2013. Techniques for Analysis of Plant Phenolic Compounds. *Molecules* 18, 2328-2375. <https://doi.org/10.3390/molecules18022328>
- KHODJA L.Y., RAHMANIA F., COURTECUISSÉ R., MOREAU P.-A. 2020. First check-list with the occurrence of new records of Agaricomycete (Fungi, Basidiomycota) in Babors Kabylia (Northern Algeria). *Ecol. Mediterr.* 46, 5-25.
- KHOLFY S.E., EL-ASSFOURI A., BELAHBIB N., OUAZZANI TOUHAMI A., BENKIRANE R., DOUIRA A. 2010. Etude de huit espèces fongiques du genre *Agaricus* dont trois nouvelles pour le Maroc : *Agaricus bresadolanus*, A. *Bull. L'Institut Sci. Rabat Sect. Sci. Vie* 33, 47-52.
- KHOLFY S.E., EL-ASSFOURI A., OUAZZANI TOUHAMI A., BELAHBIB N., DOUIRA A. 2014. Bibliographic catalog of endemic or rare mushrooms of Morocco. *Int. J. Plant Anim. Environ. Sci.* 14.
- KIM J.-I., KANG M.-J., IM J., SEO Y.-J., LEE Y.-M., SONG J.-H., LEE J.-H., KIM M.-E. 2010. Effect of king oyster mushroom (*Pleurotus eryngii*) on insulin resistance and dyslipidemia in db/db mice. *Food Sci. Biotechnol.* 19, 239-242. <https://doi.org/10.1007/s10068-010-0033-y>
- KIM S.H., JAKHAR R., KANG S.C. 2014. Apoptotic properties of polysaccharide isolated from fruiting bodies of medicinal mushroom *Fomes fomentarius* in human lung carcinoma cell line. *Saudi Journal of Biological Sciences*. <https://doi.org/10.1016/j.sjbs.2014.11.022>
- KIRK P.M., CANNON P., MINTER D., STALPERS J. 2008. Dictionary of the fungi, 10th ed. ed. CABI, Wallingford, Oxon, UK.
- KIRK P.M., CANNON P.F., DAVID J.C., STALPERS J.A. 2001. Ainsworth and Bisby's dictionary of the fungi: 9th edition. *Ainsworth Bisbys Dict. Fungi 9th Ed.*
- KLEIN B.P., PERRY A. 1982. Ascorbic Acid and Vitamin A Activity in Selected Vegetables from Different Geographical Areas of the United States. <https://doi.org/10.1111/J.1365-2621.1982.TB12750.X>
- KORFMACHER W.A. 2005. Foundation review: Principles and applications of LC-MS in new drug discovery. *Drug Discov. Today* 10, 1357-1367. [https://doi.org/10.1016/S1359-6446\(05\)03620-2](https://doi.org/10.1016/S1359-6446(05)03620-2)
- KOSANIC M., RANKOVIC B., DASIC M. 2013. Antioxidant and antimicrobial properties of mushrooms 8.
- KOSANIC M., RANKOVIC B., RANCIC A., STANOJKOVIC T. 2016. Evaluation of metal concentration and antioxidant, antimicrobial, and anticancer potentials of two edible mushrooms *Lactarius deliciosus* and *Macrolepiota procera*. *J. Food Drug Anal.* 24, 477-484. <https://doi.org/10.1016/j.jfda.2016.01.008>
- KOSANIC M., RANKOVIC B., STANOJKOVIC T. 2017. Bioactivity of Edible Mushroom *Agaricus Campestris*. *undefined*.
- KOSENTKA P., SPRAGUE S.L., RYBERG M., GARTZ J., MAY A.L., CAMPAGNA S.R., MATHENY P.B. 2013. Evolution of the Toxins Muscarine and Psilocybin in a Family of Mushroom-Forming Fungi. *PLOS ONE* 8, e64646. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0064646>
- KOSTIC M., SMILJKOVIC M., PETROVIC J., GLAMOCLJIA J., BARROS L., FERREIRA I.C.F.R., ĆIRIC A., SOKOVIC M. 2017. Chemical, nutritive composition and a wide range of bioactive properties of honey mushroom *Armillaria mellea* (Vahl: Fr.) Kummer. *Food Funct.* 8, 3239-3249. <https://doi.org/10.1039/C7FO00887B>
- KYOTO UNIVERSITY BIOINFORMATICS CENTER. 2015. KEGG BRITE : Compounds with Biological Roles [WWW Document]. *GenomeNet*. URL <https://www.genome.jp/brite/br08001> (consulté le 8.29.21).
- LABSTER T. 2021. Liquid chromatography - Labster Theory [WWW Document]. URL <https://theory.labster.com/liquid-chromatography/> (consulté le 9.5.21).
- LABSTER T. 2018. Gas chromatography - mass spectrometry (GC-MS) [WWW Document]. *Labster Theory*. URL <https://theory.labster.com/gcms/> (consulté le 9.5.21).
- LAESOE T. 2000. Hongos. Manual de Identificación, 1st edition. ed. OMEGA, Barcelona.
- LAROUZ B. 2007. Biodiversité fongique du Maroc : Etude des champignons supérieurs du Moyen Atlas (Thèse de Doctorat). Université Ibn Tofail, Faculté des Sciences, Kenitra, Maroc.
- LAROUZ B., OUAZZANI TOUHAMI A., ALLAL DOUIRA 2005. Etude des Pezizales (Ascomycètes à Ascocarpes) du Moyen Atlas (Maroc). *Bull. SMHV* 20.
- LAU B.F., ABDULLAH N., AMINUDIN N., LEE H.B., YAP K.C., SABARATHNAM V. 2014. The Potential of Mycelium and Culture Broth of *Lignosus rhinocerotis* as Substitutes for the Naturally Occurring Sclerotium with Regard to Antioxidant Capacity, Cytotoxic Effect, and Low-Molecular-Weight Chemical Constituents. *PLOS ONE* 9, e102509. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0102509>
- LEAL A.R., BARROS L., BARREIRA J.C.M., SOUSA M.J., MARTINS A., SANTOS-BUELGA C., FERREIRA I.C.F.R. 2013. Portuguese wild mushrooms at the "pharma-nutrition" interface: Nutritional characterization and antioxidant properties. *Food Res. Int.* 50, 1-9. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2012.10.012>

- LEE B.C., BAE J.T., PYO H.B., CHOE T.B., KIM S.W., HWANG H.J., YUN J.W. 2003. Biological activities of the polysaccharides produced from submerged culture of the edible Basidiomycete *Grifola frondosa*. *Enzyme Microb. Technol.* 32, 574-581. [https://doi.org/10.1016/S0141-0229\(03\)00026-7](https://doi.org/10.1016/S0141-0229(03)00026-7)
- LEMATIN.MA 2016. Le champignon : nouvel aliment, nouveaux risques [WWW Document]. *Le Matin*. URL <https://lematin.ma/journal/2016/le-champignon--nouvel-aliment-nouveaux-risques/252491.html> (consulté le 8.28.21).
- LESCEPES 2007. La symbiose mycorhizienne [WWW Document]. *Cèpes*. URL <http://lescepes.free.fr/index.php?page=savoir/symbiose&lg=> (consulté le 9.10.21).
- LI S., SHAH N.P. 2016. Anti-inflammatory and anti-proliferative activities of natural and sulphonated polysaccharides from *Pleurotus eryngii*. *J. Funct. Foods* C, 80-86. <https://doi.org/10.1016/j.jff.2016.02.003>
- LI S., SHAH N.P. 2014. Antioxidant and antibacterial activities of sulphated polysaccharides from *Pleurotus eryngii* and *Streptococcus thermophilus* ASCC 1275. *Food Chem.* 165, 262-270. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2014.05.110>
- LIANG Y., LIU H.-H., CHEN Y.-J., SUN H. 2014. Antitumor Activity of the Protein and Small Molecule Component Fractions from *Agrocybe aegerita* Through Enhancement of Cytokine Production. *J. Med. Food* 17, 439-446. <https://doi.org/10.1089/jmf.2013.2846>
- LIMA A.D.L. 2012. Poisonous mushrooms; a review of the most common intoxications. *Nutr. Hosp.* 402-408. <https://doi.org/10.3305/nh.2012.27.2.5328>
- LIN L.-Z., HARNLY J.M. 2012. LC-PDA-ESI/MS Identification of the Phenolic Components of Three Compositae Spices: Chamomile, Tarragon, and Mexican Arnica. *Nat. Prod. Commun.* 7, 749-752.
- LIN X., LI W., YUEN H., YUEN M., PENG Q. 2021. Immunomodulatory effect of intracellular polysaccharide from mycelia of *Agaricus bitorquis* (QuéL.) Sacc. Chaidam by TLR4-mediated MyD88 dependent signaling pathway. *Int. J. Biol. Macromol.* 183, 79-89. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2021.04.120>
- LINDEQUIST U., TH N., WD J. 2005. The pharmacological potential of mushrooms. *Evid.-Based Complement. Altern. Med. ECAM* 2. <https://doi.org/10.1093/ecam/neh107>
- LIU Y.-T., SUN J., LUO Z.-Y., RAO S.-Q., SU Y.-J., XU R.-R., YANG Y.-J. 2012. Chemical composition of five wild edible mushrooms collected from Southwest China and their antihyperglycemic and antioxidant activity. *Food Chem. Toxicol.* 50, 1238-1244. <https://doi.org/10.1016/j.fct.2012.01.023>
- LKAY KOCA A.K. İ., GENÇCELEP H. 2011. Antioxidant Properties of Wild Edible Mushrooms. *J. Food Process. Technol.* 02. <https://doi.org/10.4172/2157-7110.1000130>
- LONGVAH T., DEOSTHALE Y.G. 1998. Compositional and nutritional studies on edible wild mushroom from northeast India. [https://doi.org/10.1016/S0308-8146\(98\)00026-0](https://doi.org/10.1016/S0308-8146(98)00026-0)
- LOURO R., CALADO M., PINTO B., SANTOS-SILVA C. 2009. Epigeous macrofungi of the Parque de Natureza de Noudar in Alentejo (Portugal). *Mycotaxon* 107, 49-52. <https://doi.org/10.5248/107.49>
- MACHEIX J.-J. 1996. Les composés phénoliques des végétaux: quelles perspectives à la fin du XXème siècle? *Acta Bot. Gallica* 143, 473-479. <https://doi.org/10.1080/12538078.1996.10515344>
- MAIRE R., WERNER R.G. 1937. *Fungi Marocani*; catalogue raisonné des champignons connus jusqu'ici au Maroc. Mémoires de la société des sciences naturelles du Maroc, Rabat.
- MALENÇON G. 1975. Flore des champignons supérieurs du Maroc : Tome II. Faculté des sciences de Rabat. Rabat.
- MALENÇON G., BERTAULT R. 1970. Flore des champignons superieurs du Maroc : Tome I, Travaux de l'Institut Scientifique Chérifien et de la Faculté des Sciences de Rabat. Série Botanique et Biologie Végétale. Institut Scientifique Chérifien, Rabat.
- MALENÇON G., LLIMONA X. 1983. Champignons de la Péninsule Ibérique: VII - Flore vernale du SE: Basidiomycètes. *An. Univ. Murcia Cienc.* 41, 89.
- MALENÇON G., LLIMONA X. 1980. Champignons de la Péninsule Ibérique VI. EST ET SUD-EST. *An. Univ. Murcia Cienc.* 34, 92.
- MANACH C., SCALBERT A., MORAND C., REMESY C., JIMENEZ L. 2004. Polyphenols: food sources and bioavailability. *Am. J. Clin. Nutr.* 79, 727-747. <https://doi.org/10.1093/ajcn/79.5.727>
- MAPECOLOGY.MA 2017. La forêt marocaine, une riche diversité biologique à préserver [WWW Document]. *Map Ecol.* URL <http://mapecology.ma/events/foret-marocaine-riche-diversite-biologique-a-preserver-2/> (consulté le 11.5.21).
- MAREKOV I., MOMCHILOVA S., GRUNG B., NIKOLOVA-DAMYANOVA B. 2012. Fatty acid composition of wild mushroom species of order Agaricales—Examination by gas chromatography—mass spectrometry and chemometrics. *J. Chromatogr. B* 910, 54-60. <https://doi.org/10.1016/j.jchromb.2012.10.025>
- MARIE R. 2017. Champignons « médicinaux » : de l'usage traditionnel aux compléments alimentaires. Université de Toulouse III Paul Sabatier, France.
- MARTINEZ J.M. 2017a. Aportación al Catalogo Micológico de la Provincia de Cuenca I: Ascomycetes. *Micobotánica-Jaén* XII, 58.

- MARTINEZ J.M. 2017b. Aportación al Catalogo Micológico de la Provincia de Cuenca III: Basidiomycetes (Boletales). *Micobotánica-Jaén* XII, 21.
- MATTILA P., KÖNKÖ K., EUROLA M., PIHLAVA J.M., ASTOLA J., VAHTERISTO L., HIETANIEMI V., KUMPULAINEN J., VALTONEN M., PIIRONEN V. 2001. Contents of vitamins, mineral elements, and some phenolic compounds in cultivated mushrooms. *J. Agric. Food Chem.* 49, 2343-2348. <https://doi.org/10.1021/jf001525d>
- MATTILA P., SALO-VÄÄNÄNEN P., KÖNKÖ K., ARO H., JALAVA T. 2002. Basic Composition and Amino Acid Contents of Mushrooms Cultivated in Finland. *J. Agric. Food Chem.* 50, 6419-6422. <https://doi.org/10.1021/jf020608m>
- MATTILA P., SUONPÄÄ K., PIIRONEN V. 2000. Functional properties of edible mushrooms. *Nutrition* 16, 694-696. [https://doi.org/10.1016/S0899-9007\(00\)00341-5](https://doi.org/10.1016/S0899-9007(00)00341-5)
- MAU J.-L., CHAO G.-R., WU K.-T. 2001. Antioxidant Properties of Methanolic Extracts from Several Ear Mushrooms. *J. Agric. Food Chem.* 49, 5461-5467. <https://doi.org/10.1021/jf010637h>
- MERCAN N., DURU M.E., TURKOGLU A., GEZER K., KIVRAK I., TURKOGLU H. 2006. Antioxidant and antimicrobial properties of ethanolic extract from *Lepista nuda* (Bull.) Cooke. *Ann. Microbiol.* 56, 339-344. <https://doi.org/10.1007/BF03175028>
- MILAN A., KORSGAARD A. Ebbe, SILVIA B., SIEMEN C., VAN GRIENSVEN L.J.L.D., TOBIAS L., JARAMILLO L., NAILOKE P. K., INA M., IVANKA M., IGOR M., OSMUND M., GUNTER P., JOHN P., MARK S. 2017. Mushroom Cultivation Manual for the Small Mushroom Entrepreneur.
- MILES P.G., CHANG S.-T. 2004. Mushrooms: Cultivation, Nutritional Value, Medicinal Effect, and Environmental Impact. CRC Press.
- MIZUNO T. 2000. Development of an Antitumor Biological Response Modifier from *Phellinus linteus* (Berk. et Curt.) Teng (Aphyllphoromycetideae) (Review). *Int. J. Med. Mushrooms* 2. <https://doi.org/10.1615/IntJMedMushr.v2.i1.20>
- MO S., WANG S., ZHOU G., YANG Y., LI Y., CHEN X., SHI J. 2004. Phelligradins C-F: cytotoxic pyrano[4,3-c][2]benzopyran-1,6-dione and furo[3,2-c]pyran-4-one derivatives from the fungus *Phellinus igniarius*. *J. Nat. Prod.* 67, 823-828. <https://doi.org/10.1021/np030505d>
- MOHAN K., RAVICHANDRAN S., MURALISANKAR T., CHANDIRASEKAR R., RAJAN D.K., CHITHRA E. 2018. Phytochemical analysis, antioxidant and antibacterial properties of medicinal mushroom *Ganoderma lucidum* against human bacterial pathogens. *Phytochem. Anal.* 7.
- MOORE D. 2020. 3.7 Ascomycota [WWW Document]. URL http://www.davidmoore.org.uk/21st_Century_Guidebook_to_Fungi_PLATINUM/Ch03_07.htm (consulté le 4.1.21).
- MORADALI M.-F., MOSTAFAVI H., GHODS S., HEDJAROUDE G.-A. 2007. Immunomodulating and anticancer agents in the realm of macromycetes fungi (macrofungi). *Int. Immunopharmacol.* 7, 701-724. <https://doi.org/10.1016/j.intimp.2007.01.008>
- MOREAU P.A. 2002. Analyse écologique et patrimoniale des champignons supérieurs dans les tourbières des Alpes du Nord (Thèse de Doctorat). Université de Savoie.
- MORENO-ARROYO, B. (COORDINADOR) (Éd.) 2004. Inventario Micológico Básico de Andalucía, 1°. ed. Consejería de Medio Ambiente, Junta de Andalucía, Córdoba.
- MOTHANA R.A., JANSEN R., JÜLICH W.D., LINDEQUIST U. 2000. Ganomycins A and B, new antimicrobial farnesyl hydroquinones from the basidiomycete *Ganoderma pfeifferi*. *J. Nat. Prod.* 63, 416-418. <https://doi.org/10.1021/np990381y>
- MOTHANA R.A.A., AWADH ALI N.A., JANSEN R., WEGNER U., MENTEL R., LINDEQUIST U. 2003. Antiviral lanostanoid triterpenes from the fungus *Ganoderma pfeifferi*. *Fitoterapia* 74, 177-180. [https://doi.org/10.1016/S0367-326X\(02\)00305-2](https://doi.org/10.1016/S0367-326X(02)00305-2)
- MUANDA F.N. 2010. Identification de polyphénols, évaluation de leur activité antioxydante et étude de leurs propriétés biologiques (Thèse de Doctorat). Université Paul Verlaine-Metz, France.
- MUSZYNSKA B., KALA K., ROJOWSKI J., GRZYWACZ A., OPOKA W. 2017. Composition and Biological Properties of *Agaricus bisporus* Fruiting Bodies – a Review. <https://doi.org/10.1515/pjfn-2016-0032>
- MUSZYNSKA B., SULKOWSKA-ZIAJA K., EKIERT H. 2013. Phenolic acids in selected edible Basidiomycota species: *Armillaria mellea*, *Boletus badius*, *Boletus edulis*, *Cantharellus cibarius*, *Lactarius deliciosus* and *Pleurotus ostreatus*. *Wydaw. Akad. Rol. W Lublinie* 12, 107-116.
- MYCOBDB 2021. Clé de détermination des familles de champignons [WWW Document]. URL <https://www.mycodb.fr/searchfam.php> (consulté le 4.21.21).
- NA A.A., RA M., A L., H P., U L. 2003. Antiviral activity of *Inonotus hispidus*. *Fitoterapia* 74. [https://doi.org/10.1016/S0367-326X\(03\)00119-9](https://doi.org/10.1016/S0367-326X(03)00119-9)
- NAGATA M., YAMASHITA I. 1992. Simple Method for Simultaneous Determination of Chlorophyll and Carotenoids in Tomato Fruit. *NIPPON SHOKUHUIN KOGYO GAKKAISHI* 39, 925-928. <https://doi.org/10.3136/nskkk1962.39.925>

- NATARIO B., LOURO R., SANTOS-SILVA C. 2019. Macrofungi of Mata da Margaraça (Portugal), a relic from the Tertiary Age. *Biodivers. Data J.* 7, e38177. <https://doi.org/10.3897/BDJ.7.e38177>
- NDONG H.C.E. 2009. Etude des champignons de la forêt dense humide consommés par les populations du nord du Gabon (Thèse de Doctorat). Gabon.
- NDONG H.E., DEGREEF J., KESEL A.D. 2011. Champignons comestibles des forêts denses d'Afrique centrale. Taxonomie et identification., Abc Taxa, Samyn Y., Spiegel V., Degreef J. ed.
- NI M., FERETZAKI M., SUN S., WANG X., HEITMAN J. 2011. Sex in fungi. *Annu. Rev. Genet.* 45, 405-430. <https://doi.org/10.1146/annurev-genet-110410-132536>
- NOUNSI A., OUTCOUMIT A., SELMAOUI K., OUZZANI TOUHAM A., BENKIRANE R., DOUIRA A. 2014. Inventaire des champignons ectomycorhiziens du Maroc. *J. Appl. Biosci.* 79, 6826. <https://doi.org/10.4314/jab.v79i1.10>
- NOWACKA N., NOWAK R., DROZD M., OLECH M., LOS R., MALM A. 2014. Analysis of phenolic constituents, antiradical and antimicrobial activity of edible mushrooms growing wild in Poland. *LWT - Food Sci. Technol.* 59, 689-694. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2014.05.041>
- OLIVEIRA D.T.T.M.R. de 2014. Determinação de metabolitos em cogumelos tóxicos e edíveis por cromatografia gasosa e espectrometria de massa (Master). University of Porto, Portugal.
- Ooi V.E., Liu F. 2000. Immunomodulation and anti-cancer activity of polysaccharide-protein complexes. *Curr. Med. Chem.* 7, 715-729. <https://doi.org/10.2174/0929867003374705>
- ORTEGA A., LORITE J., VALLE F. 2010. Mycorrhizal macrofungi diversity (Agaricomycetes) from Mediterranean Quercus forests; a compilation for the Iberian Peninsula (Spain and Portugal). *Nova Hedwig.* 91, 1-31. <https://doi.org/10.1127/0029-5035/2010/0091-0001>
- OUABBOU A. 2016. Diversité fongique au Maroc : Contribution à l'étude des basidiomycètes de la forêt de la Mamora, des dunes mobiles de Mehdiya et de la forêt d'El Harcha (Plateau d'Oulmès). (Thèse de Doctorat). Université Ibn Tofail, Faculté des Sciences, Kenitra, Maroc.
- OUABBOU A., EL-ASSFOURI A., OUZZANI A., BENKIRANE R., DOUIRA A. 2012. Bibliographic catalog of the forest of Mamora (Morocco) fungal flora. *J. Anim. Plant Sci.* 15, 2200-2242.
- OUALI Z., COMPAGNO R., SBISSI I., GARGANO M.L., RHAÏEM A., BEN NACEUR M., VENTURELLA G., JAOUANI A. 2018. A preliminary check list of macromycetes in northern Tunisia. *Plant Biosyst. - Int. J. Deal. Asp. Plant Biol.* 152, 31-58. <https://doi.org/10.1080/11263504.2016.1244119>
- OUTCOUMIT A. 2011. Contribution à l'étude de la diversité fongique du Maroc et mise en évidence de quelques espèces fongicoles et de l'importance des espèces sécoticoïdes dans la systématique des Basidiomycètes (Thèse de Doctorat). Université Ibn Tofail, Faculté des Sciences, Kenitra, Maroc.
- OUTCOUMIT A., KHOLFY S.E., TOUHAMI A.O., DOUIRA A. 2014. Bibliographic inventory of Tangier fungi: Catalogue of the Basidiomycetes fungal flora. *IJPAES* 4, 52.
- OUTCOUMIT A., OUZZANI TOUHAMI A., LAURENT P., DOUIRA A. 2010. Etude d'Omphalotus olearius (DC.) Singer dans le Nord Ouest du Maroc. *Rev. Marocaine Prot. Plantes* 1, 85-93.
- OZEN T., DARCAN C., AKTOP O., TURKEKUL I. 2011. Screening of Antioxidant, Antimicrobial Activities and Chemical Contents of Edible Mushrooms Wildly Grown in the Black Sea Region of Turkey. *Comb. Chem. High Throughput Screen.* 72-84. <https://doi.org/10.2174/138620711794474079>
- ÖZMEN A., DEGIRMENCI E.H. 2021. In vitro anticancer and apoptotic activity of edible mushroom *Lepista nuda* (Bull.) Cooke on leukemia and breast cancer compared with protocatechuic acid, paclitaxel and doxorubicin. *IJEB* 59.
- ÖZTÜRK M., DURU M.E., KIVRAK S., MERCAN-DOĞAN N., TÜRKÖĞLÜ A., ÖZLER M.A. 2011. In vitro antioxidant, anticholinesterase and antimicrobial activity studies on three *Agaricus* species with fatty acid compositions and iron contents: A comparative study on the three most edible mushrooms. *Food Chem. Toxicol. Int. J. Publ. Br. Ind. Biol. Res. Assoc.* 49, 1353-1360. <https://doi.org/10.1016/j.fct.2011.03.019>
- PACHALOHA 2021. Crème au chaga [WWW Document]. *Lab. Pachaloha*. URL <https://pachaloha.ecwid.com/Cr%C3%A8me-au-chaga-p15689141> (consulté le 8.16.21).
- PARK J.-K. 2013. Isolation and Chemical Analysis of Potent Anti-Complementary Polysaccharides from Fruiting Bodies of the *Fomes fomentarius*. *Korean J. Microbiol. Biotechnol.* 41, 198-206. <https://doi.org/10.4014/kjmb.1210.10012>
- PATTAR M., RAMESH Ch. 2010. Antimicrobial properties, antioxidant activity and bioactive compounds from six wild edible mushrooms of western ghats of Karnataka, India. *Pharmacogn. Res.* 2, 107. <https://doi.org/10.4103/0974-8490.62953>
- PAVITHRA M., SRIDHAR K.R., GREESHMA A.A., TOMITA-YOKOTANI K. 2016. Bioactive potential of the wild mushroom (*Astraeus hygrometricus*) in South-west India. *Mycology* 7, 191-202. <https://doi.org/10.1080/21501203.2016.1260663>
- PENCHEV P.I. 2010. Étude des procédés d'extraction et de purification de produits bioactifs à partir de plantes par couplage de techniques séparatives à basses et hautes pressions (Thèse de Doctorat). Université de Toulouse, France.

- PEREIRA E., BARROS L., MARTINS A., FERREIRA I.C.F.R. 2012. Towards chemical and nutritional inventory of Portuguese wild edible mushrooms in different habitats. *Food Chem.* 130, 394-403. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2011.07.057>
- PEREIRA J.M. 2015. Comunidades de macrofungos em bosques de *Quercus faginea* subsp. *broteroi* e de *Quercus rotundifolia* no maciço calcário de Sicó-Alvaiázere (Master). Universidade de Coimbra, Portugal.
- PERRAUT S. 2013. Les ultrasons, une alternative verte pour l'extraction [WWW Document]. *Process Aliment.* URL <https://www.processalimentaire.com/procedes/les-ultrasons-une-alternative-verte-pour-l-extraction-23431> (consulté le 11.27.21).
- PETRE M., TEODORESCU A. 2012. Biotechnology of Agricultural Wastes Recycling Through Controlled Cultivation of Mushrooms. <https://doi.org/10.5772/29998>
- PETROVA A., ALIPIEVA K., KOSTADINOVA E., ANTONOVA D., LACHEVA M., GJOSHEVA M., POPOV S., BANKOVA V. 2007. GC-MS studies of the chemical composition of two inedible mushrooms of the genus *Agaricus*. *Chem. Cent. J.* 1, 33. <https://doi.org/10.1186/1752-153X-1-33>
- PETROVIC J., GLAMOCLIIJA J., STOJKOVIC D., NIKOLIC M., ĆIRIC A., FERNANDES Â., FERREIRA I.C.F.R., SOKOVIC M. 2014. Bioactive composition, antimicrobial activities and the influence of *Agrocybe aegerita* (Brig.) Sing on certain quorum-sensing-regulated functions and biofilm formation by *Pseudomonas aeruginosa*. *Food Funct.* 5, 3296-3303. <https://doi.org/10.1039/c4fo00819g>
- PETROVIC J., GLAMOCLIIJA J., STOJKOVIC D.S., ĆIRIC A., NIKOLIC M., BUKVICKI D., GUERZONI M.E., SOKOVIC M.D. 2013. *Laetiporus sulphureus*, edible mushroom from Serbia: Investigation on volatile compounds, in vitro antimicrobial activity and in situ control of *Aspergillus flavus* in tomato paste. *Food Chem. Toxicol.* 59, 297-302. <https://doi.org/10.1016/j.fct.2013.06.021>
- PINHO-ALMEIDA F., BASILIO C., DE OLIVEIRA P. 1999. Inventory of ectomycorrhizal fungi associated with a « relic » holm-oak 13.
- PINTEREST 2021. Cycle champignons [WWW Document]. *Pinterest.* URL <https://www.pinterest.fr/pin/354940014360560169/> (consulté le 4.3.21).
- PLANET-VIE 2021. Qu'est-ce qu'un champignon [WWW Document]. *Planet-Vie.* URL <https://planet-vie.ens.fr/thematiques/champignons/qu-est-ce-qu-un-champignon> (consulté le 4.1.21).
- POPOVA M., SILICI S., KAFTANOGLU O., BANKOVA V. 2005. Antibacterial activity of Turkish propolis and its qualitative and quantitative chemical composition. *Phytomedicine* 12, 221-228. <https://doi.org/10.1016/j.phymed.2003.09.007>
- PRICE M.L., VAN SCOYOC S., BUTLER L.G. 1978. A critical evaluation of the vanillin reaction as an assay for tannin in sorghum grain. *J. Agric. Food Chem.* 26, 1214-1218. <https://doi.org/10.1021/jf60219a031>
- PRIVAL M.J. 2003. CANCER | Carcinogens in the Food Chain, in: CABALLERO, B. (Ed.), *Encyclopedia of Food Sciences and Nutrition* (Second Edition). Academic Press, Oxford, p. 799-804. <https://doi.org/10.1016/B0-12-227055-X/00155-3>
- PROSSER J.I. 2002. Molecular and functional diversity in soil micro-organisms. *Plant Soil* 244, 9-17. <https://doi.org/10.1023/A:1020208100281>
- PUTTARAJU N.G., VENKATESHAIAH S.U., DHARMESH S.M., URS S.M.N., SOMASUNDARAM R. 2006. Antioxidant Activity of Indigenous Edible Mushrooms. *J. Agric. Food Chem.* 54, 9764-9772. <https://doi.org/10.1021/jf0615707>
- QUEZEL P. 1976. Les forêts du pourtour méditerranéen, in: *Forêts et maquis méditerranéens: écologie, conservation et aménagements*, Note technique MAB. UNESCO, Paris, p. 9-33.
- RAVEN P., JOHNSON G.-B., MASON K., LOSOS Jonathan, SINGER S. 2011. *Biologie* 2e édition, DE BOECK. ed.
- REDECKER D., SZARO T.M., BOWMAN R.J., BRUNS T.D. 2001. Small genets of *Lactarius xanthogalactus*, *Russula cremoricolor* and *Amanita francheti* in late-stage ectomycorrhizal successions. *Mol. Ecol.* 10, 1025-1034. <https://doi.org/10.1046/j.1365-294x.2001.01230.x>
- REGIS C. 1994. LES CHAMPIGNONS DE FRANCE - Guide encyclopédique. Eclectis, Paris.
- REGIS C., BERNARD D. 1994. Guide des champignons de France et d'Europe. Delachaux et Niestlé, Lausanne.
- REIS F.S., BARROS L., CALHELHA R.C., ĆIRIC A., VAN GRIENSVEN L.J.L.D., SOKOVIC M., FERREIRA I.C.F.R. 2013. The methanolic extract of *Cordyceps militaris* (L.) Link fruiting body shows antioxidant, antibacterial, antifungal and antihuman tumor cell lines properties. *Food Chem. Toxicol.* 62, 91-98. <https://doi.org/10.1016/j.fct.2013.08.033>
- REIS F.S., BARROS L., MARTINS A., FERREIRA I.C.F.R. 2012a. Chemical composition and nutritional value of the most widely appreciated cultivated mushrooms: An inter-species comparative study. *Food Chem. Toxicol.* 50, 191-197. <https://doi.org/10.1016/j.fct.2011.10.056>
- REIS F.S., BARROS L., SOUSA M.J., MARTINS A., FERREIRA I.C.F.R. 2014a. Analytical Methods Applied to the Chemical Characterization and Antioxidant Properties of Three Wild Edible Mushroom Species from Northeastern Portugal. *Food Anal. Methods* 7, 645-652. <https://doi.org/10.1007/s12161-013-9668-7>

- REIS F.S., FERREIRA I.C.F.R., BARROS L., MARTINS A. 2011a. A comparative study of tocopherols composition and antioxidant properties of in vivo and in vitro ectomycorrhizal fungi. *LWT - Food Sci. Technol.* 44, 820-824. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2010.11.033>
- REIS F.S., MARTINS A., BARROS L., FERREIRA I.C.F.R. 2012b. Antioxidant properties and phenolic profile of the most widely appreciated cultivated mushrooms: A comparative study between in vivo and in vitro samples. *Food Chem. Toxicol.* 50, 1201-1207. <https://doi.org/10.1016/j.fct.2012.02.013>
- REIS F.S., MARTINS A., VASCONCELOS M.H., MORALES P., FERREIRA I.C.F.R. 2017. Functional foods based on extracts or compounds derived from mushrooms. *Trends Food Sci. Technol.* 66, 48-62. <https://doi.org/10.1016/j.tifs.2017.05.010>
- REIS F.S., PEREIRA E., BARROS L., SOUSA M.J., MARTINS A., FERREIRA I.C.F.R. 2011b. Biomolecule Profiles in Inedible Wild Mushrooms with Antioxidant Value. *Molecules* 16, 4328-4338. <https://doi.org/10.3390/molecules16064328>
- REIS F.S., STOJKOVIC D., BARROS L., GLAMOCLIIJA J., ĆIRIC A., SOKOVIC M., MARTINS A., VASCONCELOS M.H., MORALES P., FERREIRA I.C.F.R. 2014b. Can *Suillus granulatus* (L.) Roussel be classified as a functional food? *Food Funct* 5, 2861-2869. <https://doi.org/10.1039/C4FO00619D>
- REIS F.S.D. 2017. Chemical characterization and evaluation of the bioactive properties of wild and cultivated edible mushrooms (Thesis). Universidad Complutense de Madrid, Madrid.
- RIBEIRO B., GUEDES DE PINHO P., ANDRADE P.B., BAPTISTA P., VALENTÃO P. 2009. Fatty acid composition of wild edible mushrooms species: A comparative study. *Microchem. J.* 93, 29-35. <https://doi.org/10.1016/j.microc.2009.04.005>
- RIBEIRO B., LOPES R., ANDRADE P.B., SEABRA R.M., GONÇALVES R.F., BAPTISTA P., QUELHAS I., VALENTÃO P. 2008. Comparative study of phytochemicals and antioxidant potential of wild edible mushroom caps and stipes. *Food Chem.* 110, 47-56. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2008.01.054>
- RIBEIRO B., VALENTÃO P., BAPTISTA P., SEABRA R.M., ANDRADE P.B. 2007. Phenolic compounds, organic acids profiles and antioxidative properties of beefsteak fungus (*Fistulina hepatica*). *Food Chem. Toxicol.* 45, 1805-1813. <https://doi.org/10.1016/j.fct.2007.03.015>
- RIBERAU-GAYON P. 1968. Les Composés phénoliques des végétaux: par Pascal Ribéreau-Gayon ... Dunod, Paris.
- RINCÃO V.P., YAMAMOTO K.A., SILVA RICARDO N.M.P., SOARES S.A., PACCOLA MEIRELLES L.D., NOZAWA C., CARVALHO LINHARES R.E. 2012. Polysaccharide and extracts from *Lentinula edodes*: structural features and antiviral activity. *Virol. J.* 9, 1-6. <https://doi.org/10.1186/1743-422X-9-37>
- RIUS J. 2006. Contribució a l'estudi de la flora micològica de l'espai rural de Gallecs (Vallès Oriental i Occidental). *Rev. Catalana Micol.* 28, 131-142.
- ROBASZKIEWICZ A., BARTOSZ G., ŁAWRYNOWICZ M., SOSZYNSKI M. 2010. The Role of Polyphenols, β -Carotene, and Lycopene in the Antioxidative Action of the Extracts of Dried, Edible Mushrooms. *J. Nutr. Metab.* 2010, 9. <https://doi.org/10.1155/2010/173274>
- ROBBINS R.J. 2003. Phenolic Acids in Foods: An Overview of Analytical Methodology. *J. Agric. Food Chem.* 51, 2866-2887. <https://doi.org/10.1021/jf026182t>
- ROBERTS G.C.K. (Éd.) 2013. Encyclopedia of Biophysics. Springer Berlin Heidelberg, Berlin, Heidelberg. <https://doi.org/10.1007/978-3-642-16712-6>
- RODRIGUEZ R.J., REDMAN R.S. 1997. Fungal life-styles and ecosystem dynamics: biological aspects of plant pathogens, plant endophytes and saprophytes. *Adv. Bot. Res.* [https://doi.org/10.1016/S0065-2296\(08\)60073-7](https://doi.org/10.1016/S0065-2296(08)60073-7)
- ROMAGNESI H. 1970. Petit atlas des champignons. Bordas, Paris.
- ROUX A. 2008. Intoxications par les champignons réputés comestibles (Thèse de Doctorat). Université Joseph Fourier : Faculté de Pharmacie de Grenoble, France.
- RUTHES A.C., CARBONERO E.R., CORDOVA M.M., BAGGIO C.H., SANTOS A.R.S., SASSAKI G.L., CIPRIANI T.R., GORIN P.A.J., IACOMINI M. 2013. *Lactarius rufus* (1 $\rightarrow$ 3),(1 $\rightarrow$ 6)- β -d-glucans: Structure, antinociceptive and anti-inflammatory effects. *Carbohydr. Polym.* 94, 129-136. <https://doi.org/10.1016/j.carbpol.2013.01.026>
- SANCHEZ C. 2010. Cultivation of *Pleurotus ostreatus* and other edible mushrooms. *Appl. Microbiol. Biotechnol.* 85, 1321-1337. <https://doi.org/10.1007/s00253-009-2343-7>
- SANCHEZ M.P. 2006. Polysaccharides ayant une activité immunomodulatrice chez les champignons indigènes du Québec (Thèse de Doctorat). Université Laval, Canada.
- SANCHEZ R.A. 2012. Aportaciones Corológicas de Macromicetos Poco Citados, O Infrecuentes, en la Provincia de Ávila. *Inst. Gran Duque Alba* 13-28.
- SANODIYA B.S., THAKUR G.S., BAGHEL R.K., PRASAD G.B.K.S., BISEN P.S. 2009. *Ganoderma lucidum*: a potent pharmacological macrofungus. *Curr. Pharm. Biotechnol.* 10, 717-742. <https://doi.org/10.2174/138920109789978757>
- SARIKURKCU C., TEPE B., KOCAK M.S., UREN M.C. 2015. Metal concentration and antioxidant activity of edible mushrooms from Turkey. *Food Chem.* 175, 549-555. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2014.12.019>

- SCOTT J.W., CORT W.M., HARLEY H., PARRISH D.R., SAUCY G. 1974. 6-Hydroxychroman-2-carboxylic acids: Novel antioxidants. *J. Am. Oil Chem. Soc.* 51, 200-203. <https://doi.org/10.1007/BF02632894>
- SENATORE F. 1990. Fatty acid and free amino acid content of some mushrooms. *J. Sci. Food Agric.* 51, 91-96. <https://doi.org/10.1002/jsfa.2740510109>
- SEO D.J., CHOI C. 2021. Antiviral Bioactive Compounds of Mushrooms and Their Antiviral Mechanisms: A Review. *Viruses* 13, 350. <https://doi.org/10.3390/v13020350>
- SEVINDIK M., RASUL A., HUSSAIN G., ANWAR H., ZAHOR M.K., SARFRAZ I., KAMRAN K.S., AKGUL H., AKATA I., SELAMOGLU Z. 2018. Determination of anti-oxidative, anti-microbial activity and heavy metal contents of *Leucoagaricus leucothites*. *Pak. J. Pharm. Sci.* 31, 2163-2168.
- SEZGIN S., DALAR A., UZUN Y. 2020. Determination of antioxidant activities and chemical composition of sequential fractions of five edible mushrooms from Turkey. *J. Food Sci. Technol.* 57, 1866-1876. <https://doi.org/10.1007/s13197-019-04221-7>
- SHARMA S.K., GAUTAM N. 2015. Chemical, Bioactive, and Antioxidant Potential of Twenty Wild Culinary Mushroom Species. *BioMed Res. Int.* 2015, 1-12. <https://doi.org/10.1155/2015/346508>
- SHIMADZU (Éd.) 2019. Fundamental Guide to Liquid Chromatograph Mass Spectrometry (LC-MS).
- SIQUIER J.L., SALOM J.C., ESPINOSA J., SERRA A. 2009. Contribució al coneixement micològic de l'illa de Formentera (Illes Balears). III. *Rev. Catalana Micol.* 31, 23-36.
- SMITH S.E., READ D. 2008. 1 - The symbionts forming arbuscular mycorrhizas, in: SMITH, S.E., READ, D. (Éd.), *Mycorrhizal Symbiosis* (Third Edition). Academic Press, London, p. 13-41. <https://doi.org/10.1016/B978-012370526-6.50003-9>
- SOSNICKA A., GORSKA S., TURLO J. 2018. Biological, chemical and ecological properties of *Armillaria mellea* (Vahl) P. Kumm. *Eduk. Biol. Šr.* 10-18. <https://doi.org/10.24131/3247.180202>
- SOUDJAY Z. 2014. Analyse des cas d'Intoxications Phalloïdiennes sur le Territoire de Compétence du centre Antipoison de Lille (Thèse de Doctorat). Université de Lille 2, France.
- SPATAFORA J.W., AIME M.C., GRIGORIEV I.V., MARTIN F., STAJICH J.E., BLACKWELL M. 2017. The Fungal Tree of Life: From Molecular Systematics to Genome-Scale Phylogenies. *Fungal Kingd.* 3-34. <https://doi.org/10.1128/microbiolspec.FUNK-0053-2016>
- STAMETS P. 2000. Growing Gourmet and Medicinal Mushrooms, 3rd Revised edition. ed. Ten Speed Press, Berkeley, Calif.
- STAMETS P., CHILTON J.S. 1983. The mushroom cultivator: a practical guide to growing mushrooms at home. Agarikon Press ; Western distribution by Homestead Book Co, Olympia, Wash. : Seattle, Wa.
- STOJKOVIC D., REIS F.S., BARROS L., GLAMOCLIJAJ., ĆIRIC A., VAN GRIENSVEN L.J.I.D., SOKOVIC M., FERREIRA I.C.F.R. 2013. Nutrients and non-nutrients composition and bioactivity of wild and cultivated *Coprinus comatus* (O.F.Müll.) Pers. *Food Chem. Toxicol.* 59, 289-296. <https://doi.org/10.1016/j.fct.2013.06.017>
- STOJKOVIC D.S., KOVACEVIC-GRUJICIC N., REIS F.S., DAVIDOVIC S., BARROS L., POPOVIC J., PETROVIC I., PAVIC A., GLAMOCLIJAJ., ĆIRIC A., STEVANOVIC M., FERREIRA I.C.F.R., SOKOVIC M. 2017. Chemical composition of the mushroom *Meripilus giganteus* Karst. and bioactive properties of its methanolic extract. *LWT - Food Sci. Technol.* 79, 454-462. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2017.01.045>
- STRAPAC I., BARANOVA M., SMRCOVA M., BEDLOVICOVA Z. 2016. Antioxidant Activity of Honey Mushrooms (*Armillaria mellea*). *Folia Vet.* 60, 37-41. <https://doi.org/10.1515/fv-2016-0036>
- SUAREZ E., GRACIA P. 1997. Catálogo de los Hongos Superiores (Macromycetes) de la Provincia de Teruel. *Rev. Inst. Estud. Turol.* 85, 21-169.
- SUAREZ E., SUAREZ D. 2005. Adiciones al catálogo corológico de los macromicetos de la provincia de Teruel II. *Rev. Inst. Estud. Turol.* 90, 203-251.
- TABARES M., ROCABRUNA A. 1997. Macromicets de la costa i el camp de Tarragona i comarcas properes. *Rev. Catalana Micol.* 20, 125-136.
- TABUC C. 2007. Flore fongique de differents substrats et conditions optimales de production des mycotoxines (Thèse de Doctorat). Université de Bucarest, Romania.
- TAKAZAWA H., TAJIMA F., MIYASHITA C. 1982. An antifungal compound from « Shiitake » (*Lentinus edodes*). *Yakugaku Zasshi* 102, 489-491. https://doi.org/10.1248/yakushi1947.102.5_489
- TANG Y.-J., ZHU L.-W., LI H.-M., LI D.-S. 2007. Submerged Culture of Mushrooms in Bioreactors – Challenges, Current State-of-the-Art, and Future Prospects. *Food Technol. Biotechnol.* 45, 221-229.
- TAOFIQ O., BARROS L., PRIETO M.A., HELENO S.A., BARREIRO M.F., FERREIRA I.C.F.R. 2018. Extraction of triterpenoids and phenolic compounds from *Ganoderma lucidum*: optimization study using the response surface methodology. *Food Funct.* 9, 209-226. <https://doi.org/10.1039/C7FO01601H>
- TAOFIQ O., CALHELHA R.C., HELENO S., BARROS L., MARTINS A., SANTOS-BUELGA C., QUEIROZ M.J.R.P., FERREIRA I.C.F.R. 2015. The contribution of phenolic acids to the anti-inflammatory activity of mushrooms: Screening in phenolic extracts, individual parent molecules and synthesized glucuronated and methylated derivatives. *Food Res. Int.* 76, 821-827. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2015.07.044>
- TAOFIQ O., HELENO S., CALHELHA R., ALVES M., BARROS L., BARREIRO M., GONZALEZ-PARAMAS A., FERREIRA I. 2016a. Development of Mushroom-Based Cosmeceutical Formulations with Anti-Inflammatory, Anti-

- Tyrosinase, Antioxidant, and Antibacterial Properties. *Molecules* 21, 1372. <https://doi.org/10.3390/molecules21101372>
- TAOFIQ O., HELENO S.A., CALHELHA R.C., ALVES M.J., BARROS L., GONZALEZ-PARAMAS A.M., BARREIRO M.F., FERREIRA I.C.F.R. 2017. The potential of *Ganoderma lucidum* extracts as bioactive ingredients in topical formulations, beyond its nutritional benefits. *Food Chem. Toxicol.* 108, 139-147. <https://doi.org/10.1016/j.fct.2017.07.051>
- TAOFIQ O., HELENO S.A., CALHELHA R.C., FERNANDES I.P., ALVES M.J., BARROS L., GONZALEZ-PARAMAS A.M., FERREIRA I.C.F.R., BARREIRO M.F. 2019a. Phenolic acids, cinnamic acid, and ergosterol as cosmeceutical ingredients: Stabilization by microencapsulation to ensure sustained bioactivity. *Microchem. J.* 147, 469-477. <https://doi.org/10.1016/j.microc.2019.03.059>
- TAOFIQ O., MARTINS A., BARREIRO M.F., FERREIRA I.C.F.R. 2016b. Anti-inflammatory potential of mushroom extracts and isolated metabolites. *Trends Food Sci. Technol.* 50, 193-210. <https://doi.org/10.1016/j.tifs.2016.02.005>
- TAOFIQ O., RODRIGUES F., BARROS L., BARREIRO M.F., FERREIRA I.C.F.R., OLIVEIRA M.B.P.P. 2019b. Mushroom ethanolic extracts as cosmeceuticals ingredients: Safety and ex vivo skin permeation studies. *Food Chem. Toxicol.* 127, 228-236. <https://doi.org/10.1016/j.fct.2019.03.045>
- TAUDIERE A. 2016. Déterminants de la structure des communautés fongiques dans les forêts de Corse : rôle des perturbations et de la composition forestière. Université de Montpellier, France.
- TEL G., OZTURK M., DURU M.E., TURKOGLU A. 2015. Antioxidant and anticholinesterase activities of five wild mushroom species with total bioactive contents. *Pharm. Biol.* 53, 824-830. <https://doi.org/10.3109/13880209.2014.943245>
- THAKUR M., SAYEED R. 2014. Qualitative Phytochemical Screening, Total Phenolic Content, In vitro Antioxidant Activity and Antimicrobial Activities in Methanolic Extracts of *Lactarius sanguifluus* (Paulet) Fr. *JPAM* 8, 4735-4741.
- THU Z.M., MYO K.K., AUNG H.T., CLERICUZIO M., ARMIJOS C., VIDARI G. 2020. Bioactive Phytochemical Constituents of Wild Edible Mushrooms from Southeast Asia. *Molecules* 25. <https://doi.org/10.3390/molecules25081972>
- TOLEDO C., BARROETAVEÑA C., FERNANDES Â., BARROS L., FERREIRA I. 2016. Chemical and Antioxidant Properties of Wild Edible Mushrooms from Native *Nothofagus* spp. Forest, Argentina. *Molecules* 21, 1201. <https://doi.org/10.3390/molecules21091201>
- TRACHI M. 2015. Caractérisation physicochimique des amandes amères *Prunus amygdalus*. possibilité de valorisation - Sécheresse (Thèse de Doctorat). Université M'hamed Bougara Boumerdes, Sétif.
- TRAPPE J., CLARIDGE A., ARORA D., SMIT W. 2008. Desert Truffles of the African Kalahari: Ecology, Ethnomycology, and Taxonomy. *Econ. Bot.* <https://doi.org/10.1007/s12231-008-9027-6>
- TREMBLAY É. 2011. Les champignons forestiers comestibles : Évaluation de la ressource et perspectives de développement dans le contexte du nouveau régime forestier (Thèse de Doctorat). Université Laval, Canada.
- TRIGOS Â., MEDELLÍN J.S. 2011. Biologically active metabolites of the genus *Ganoderma*: Three decades of myco-chemistry research 11.
- TRINGALI C., GERACI C., NICOLOSI G., VERBIST J.F., ROUSSAKIS C. 1989a. An antitumor principle from *Suillus granulatus*. *J. Nat. Prod.* 52, 844-845. <https://doi.org/10.1021/np50064a030>
- TRINGALI C., PIATTELLI M., GERACI C., NICOLOSI G. 1989b. Antimicrobial tetraprenylphenols from *Suillus granulatus*. *J. Nat. Prod.* 52, 941-947. <https://doi.org/10.1021/np50065a005>
- TYLS F., PALENICEK T., HORACEK J. 2014. Psilocybin--summary of knowledge and new perspectives. *Eur. Neuropsychopharmacol. J. Eur. Coll. Neuropsychopharmacol.* 24, 342-356. <https://doi.org/10.1016/j.euroneuro.2013.12.006>
- VALENCIANA Soc.Micol. 2009. Butll. Soc. Micol. Valenciana 14.2009, 14^e ed. Soc. Micol. Valenciana.
- VALENCIANA Soc.Micol. 2008. Butll. Soc. Micol. Valenciana 13.2008, 13^e ed. Butll. Soc. Micol. Valenciana.
- VASQUEZ G.P. 2014. *P. pinaster* under extreme ecological conditions provides high fungal production and diversity (Master). Universidad de Valladolid, Sp.
- VAZ J.A., BARROS L., MARTINS A., MORAIS J.S., VASCONCELOS M.H., FERREIRA I.C.F.R. 2011a. Phenolic profile of seventeen Portuguese wild mushrooms. *LWT - Food Sci. Technol.* 44, 343-346. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2010.06.029>
- VAZ J.A., BARROS L., MARTINS A., SANTOS-BUELGA C., VASCONCELOS M.H., FERREIRA I.C.F.R. 2011b. Chemical composition of wild edible mushrooms and antioxidant properties of their water soluble polysaccharidic and ethanolic fractions. *Food Chem.* 126, 610-616. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2010.11.063>
- VAZ J.A., FERREIRA I.C.F.R., TAVARES C., ALMEIDA G.M., MARTINS A., HELENA VASCONCELOS M. 2012. *Suillus collinitus* methanolic extract increases p53 expression and causes cell cycle arrest and apoptosis in a breast cancer cell line. *Food Chem.* 135, 596-602. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2012.04.127>

- VAZ J.A., HELENO S.A., MARTINS A., ALMEIDA G.M., VASCONCELOS M.H., FERREIRA I.C.F.R. 2010. Wild mushrooms *Clitocybe alexandri* and *Lepista inversa*: In vitro antioxidant activity and growth inhibition of human tumour cell lines. *Food Chem. Toxicol.* 48, 2881-2884. <https://doi.org/10.1016/j.fct.2010.07.021>
- VILA J., LLIMONA X. 2002. Noves dades sobre el component fúngic de les comunitats de *Cistus* de Catalunya. *Rev. Catalana Micol.* 24, 75-121.
- VILLARES A., GARCIA-LAFUENTE A., GUILLAMON E., RAMOS Á. 2012. Identification and quantification of ergosterol and phenolic compounds occurring in *Tuber* spp. truffles. *J. Food Compos. Anal.* 26, 177-182. <https://doi.org/10.1016/j.jfca.2011.12.003>
- VIRGINIE B. 2016. Mécanismes de résistance aux antifongiques.
- WANG H., NG T.B. 2004. Eryngin, a novel antifungal peptide from fruiting bodies of the edible mushroom *Pleurotus eryngii*. *Peptides* 25, 1-5. <https://doi.org/10.1016/j.peptides.2003.11.014>
- WANG Y., CHEN Y.L. 2014. Recent Advances in Cultivation of Edible Mycorrhizal Mushrooms, in: SOLAIMAN, Z.M., ABBOTT, L.K., VARMA, A. (Éd.), *Mycorrhizal Fungi: Use in Sustainable Agriculture and Land Restoration, Soil Biology*. Springer Berlin Heidelberg, Berlin, Heidelberg, p. 375-397. https://doi.org/10.1007/978-3-662-45370-4_23
- WANG Y.-H., TANG J.-G., WANG R.-R., YANG L.-M., DONG Z.-J., DU L., SHEN X., LIU J.-K., ZHENG Y.-T. 2007. Flazinamide, a novel beta-carboline compound with anti-HIV actions. *Biochem. Biophys. Res. Commun.* 355, 1091-1095. <https://doi.org/10.1016/j.bbrc.2007.02.081>
- WARMING E. 1909. Oecology of plants;: An introduction to the study of plant-communities,. Clarendon Press.
- WASSER S. 2002. Medicinal mushrooms as a source of antitumor and immunomodulating polysaccharides. *Appl. Microbiol. Biotechnol.* 60, 258-274. <https://doi.org/10.1007/s00253-002-1076-7>
- WASSER S.P. 2014. Medicinal mushroom science: Current perspectives, advances, evidences, and challenges. *Biomed. J.* 37, 345-356. <https://doi.org/10.4103/2319-4170.138318>
- WASSER S.P., WEIS A.L. 1999. General Description of the Most Important Medicinal Higher Basidiomycetes Mushrooms. 1. *Int. J. Med. Mushrooms* 1. <https://doi.org/10.1615/IntJMedMushr.v1.i4.80>
- WEETE J. 1974. Fungal Lipid Biochemistry: Distribution and Metabolism, Monographs in Lipid Research. Springer US. <https://doi.org/10.1007/978-1-4684-2829-2>
- WERNER R.G. 1937. Notions élémentaires mycologiques sur les champignons du Maroc: 11 planches en couleur. Direction gén. de l'Instr. publique du Maroc.
- WIEGAND I., HILPERT K., HANCOCK R.E.W. 2008. Agar and broth dilution methods to determine the minimal inhibitory concentration (MIC) of antimicrobial substances. *Nat. Protoc.* 3, 163-175. <https://doi.org/10.1038/nprot.2007.521>
- WIKIPEDIA 2021a. Liquid chromatography–mass spectrometry. *Wikipedia*.
- WIKIPEDIA 2021b. List of deadly fungus species. *Wikipedia*.
- WIKIPEDIA 2020. List of poisonous fungus species. *Wikipedia*.
- WU G.-S., GUO J.-J., BAO J.-L., LI X.-W., CHEN X.-P., LU J.-J., WANG Y.-T. 2013. Anti-cancer properties of triterpenoids isolated from *Ganoderma lucidum* – a review. *Expert Opin. Investig. Drugs* 22, 981-992. <https://doi.org/10.1517/13543784.2013.805202>
- WU J., ZHOU J., LANG Y., YAO L., XU H., SHI H., XU S. 2012. A polysaccharide from *Armillaria mellea* exhibits strong in vitro anticancer activity via apoptosis-involved mechanisms. *Int. J. Biol. Macromol.* 51, 663-667. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2012.06.040>
- XIAO J.F., ZHOU B., RESSOM H.W. 2012. Metabolite identification and quantitation in LC-MS/MS-based metabolomics. *Trends Anal. Chem. TRAC* 32, 1-14. <https://doi.org/10.1016/j.trac.2011.08.009>
- XU Z., FU L., FENG S., YUAN M., HUANG Y., LIAO J., ZHOU L., YANG H., DING C. 2019. Chemical Composition, Antioxidant and Antihyperglycemic Activities of the Wild *Lactarius deliciosus* from China. *Molecules* 24, 1357. <https://doi.org/10.3390/molecules24071357>
- YALA D., MERAD A.S., MOHAMED D., KORICH M.N.O. 2001. Classification et mode d'action des antibiotiques 8.
- YALTIRAK T., ASLIM B., OZTURK S., ALLI H. 2009. Antimicrobial and antioxidant activities of *Russula delica* Fr. *Food Chem. Toxicol. Int. J. Publ. Br. Ind. Biol. Res. Assoc.* 47, 2052-2056. <https://doi.org/10.1016/j.fct.2009.05.029>
- YEH J.-Y., HSIEH L.-H., WU K.-T., TSAI C.-F. 2011. Antioxidant Properties and Antioxidant Compounds of Various Extracts from the Edible Basidiomycete *Grifola Frondosa* (Maitake). *Molecules* 16, 3197-3211. <https://doi.org/10.3390/molecules16043197>
- YUN B.-S., KANG H.-C., KOSHINO H., YU S.-H., YOO I.-D. 2001. Suillusin, a Unique Benzofuran from the Mushroom *Suillus granulatus*. *J. Nat. Prod.* 64, 1230-1231. <https://doi.org/10.1021/np010138a>
- ZAHID S., UDENIGWE C.C., ATA A., EZE M.O., SEGSTRO E.P., HOLLOWAY P. 2006. New bioactive natural products from *Coprinus micaceus*. *Nat. Prod. Res.* 20, 1283-1289. <https://doi.org/10.1080/14786410601101829>
- ZHANG M., CUI S.W., CHEUNG P.C.K., WANG Q. 2007. Antitumor polysaccharides from mushrooms: a review on their isolation process, structural characteristics and antitumor activity. *Trends Food Sci. Technol.* 18, 4-19. <https://doi.org/10.1016/j.tifs.2006.07.013>

- ZHANG S., LIU X., YAN L., ZHANG Q., ZHU J., HUANG N., WANG Z. 2015. Chemical Compositions and Antioxidant Activities of Polysaccharides from the Sporophores and Cultured Products of *Armillaria mellea*. *Molecules* 20, 5680-5697. <https://doi.org/10.3390/molecules20045680>
- ZHANG Y., LI S., WANG X., ZHANG L., CHEUNG P.C.K. 2011. Advances in lentinan: Isolation, structure, chain conformation and bioactivities. *Food Hydrocoll., Dietary Fibre and Bioactive Polysaccharides* 25, 196-206. <https://doi.org/10.1016/j.foodhyd.2010.02.001>
- ZHOU X.-W., SU K.-Q., ZHANG Y.-M. 2012. Applied modern biotechnology for cultivation of *Ganoderma* and development of their products. *Appl. Microbiol. Biotechnol.* 93, 941-963. <https://doi.org/10.1007/s00253-011-3780-7>
- ZHOU Z., MIWA M., MATSUDA Y., HOGETSU T. 2001. Spatial Distribution of the Subterranean Mycelia and Ectomycorrhizae of *Suillus grevillei* Genets. *J. Plant Res.* 114, 179-185. <https://doi.org/10.1007/PL00013981>

ANNEXES

Ann. 1 : Critères de détermination macroscopiques

Les éléments de détermination macroscopiques des champignons supérieurs selon le travail (NDONG et al., 2011), avec quelques modifications sont les suivant :

1. Habitus et mode de croissance

L'habitus fait référence à la forme générale de la fructification. Les champignons supérieurs peuvent généralement être subdivisés en deux groupes : ceux de forme classique avec un chapeau et un pied (ex. *Lepista nuda*, **Fig. 110**), et les champignons avec des formes plus atypiques et qui ont la forme de sacs, coupes, sortes de consoles, etc. (MYCO DB, 2021) : **Fig. 110, 111, 112, 113 et 114**.

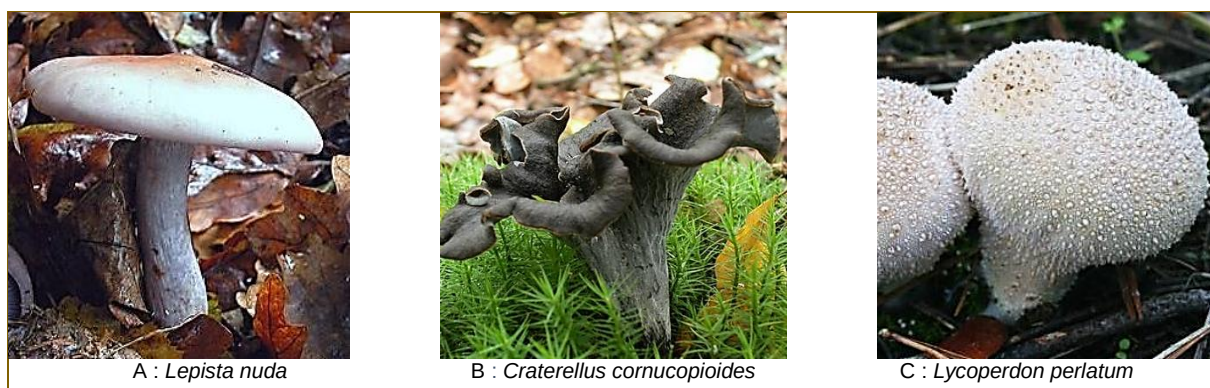


Fig. 110 : Champignon en forme classique (ex. A), forme de trompette (ex. B) et en forme de boule ou poire (ex. C) (MYCO DB, 2021).



Fig. 111 : Champignon en forme de coupe avec ou sans pied (ex. A), forme de masse, arbuste ou corail (ex. B) et en forme de selle ou irrégulièrement convolutive ou alvéolée avec un pied ou une tête (ex. C) (MYCO DB, 2021).

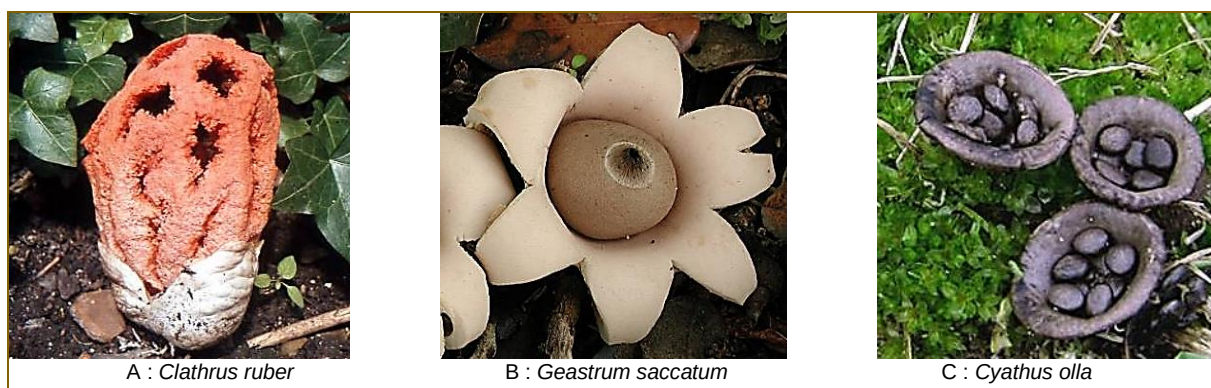


Fig. 112 : Champignon en forme de phallus, d'étoile ou de cage (ex. A), forme d'étoile avec boule centrale (ex. B) et en forme de coupe contenant un ou plusieurs petits œufs (ex. C) (MycoDB, 2021).



Fig. 113 : Champignon globuleux enfui dans le sol (ex. A), en croûte poussant habituellement sur bois (ex. B) et champignon gélatineux ou caoutchouteux de formes diverses poussant sur bois (ex. C) (MycoDB, 2021).

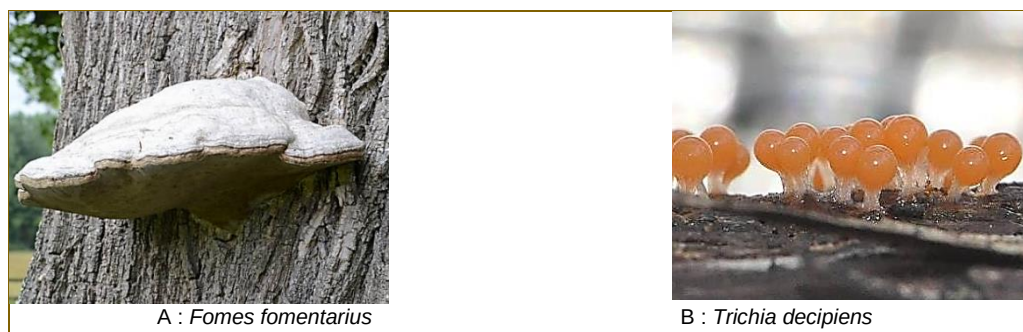


Fig. 114 : Champignon coriace ou subéreux poussant habituellement sur bois (ex. A) et champignons de formes diverses, mucilagineux et mobiles au stade végétatif (ex. B) (MycoDB, 2021).

Le spécimen peut être solitaire, avoir une croissance en groupe ou en touffe (**Fig. 115**).

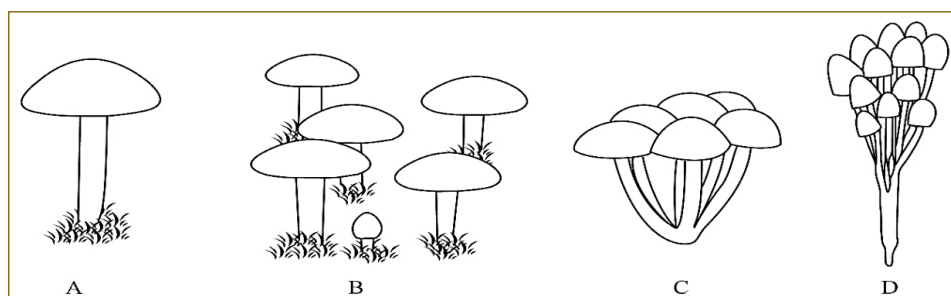


Fig. 115 : Mode de croissance (NDONG et al., 2011), ajustée :
A : solitaire, B : grégaire, C : cespitieux (en touffe) et D : fasciculé.

2. Caractéristique du chapeau (pileus)

Le chapeau ou carpophore est le premier élément qui attire l'œil du collecteur de champignons. Il est caractérisé par une structure très variable et décrit le plus souvent par la taille, la forme (**Fig. 116**), le diamètre, la hauteur, la topographie de la surface, la couleur (et ses changements éventuels), le revêtement (**Fig. 117**) (ainsi que sa séparabilité, son élasticité, sa viscosité) et la marge (**Fig. 118**) sont importants. Les caractéristiques de la chair du chapeau doivent aussi être décrites.

⇒ *Forme du chapeau*

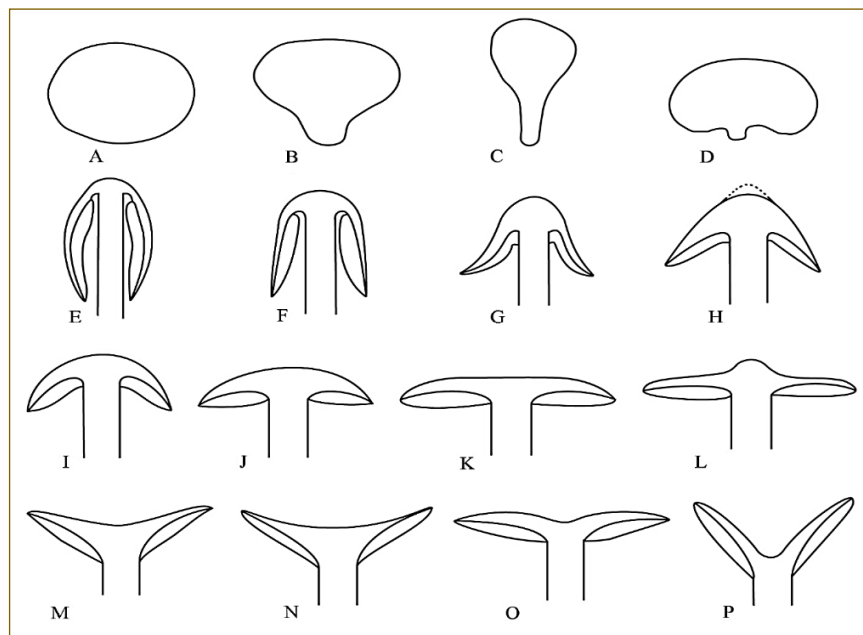


Fig. 116 : Formes du chapeau d'un champignon (NDONG et al., 2011), ajustée :

A : circulaire, B : flabelliforme, C : spatuliforme, D : réniforme, E : subglobuleux, F : parabolique, G : campanulé, H : conique, I : hémisphérique, J : convexe, K : plan, L : umboné, M : déprimé, N : concave, O : ombiliqué, et P : infundibuliforme.

⇒ *Revêtement du chapeau*

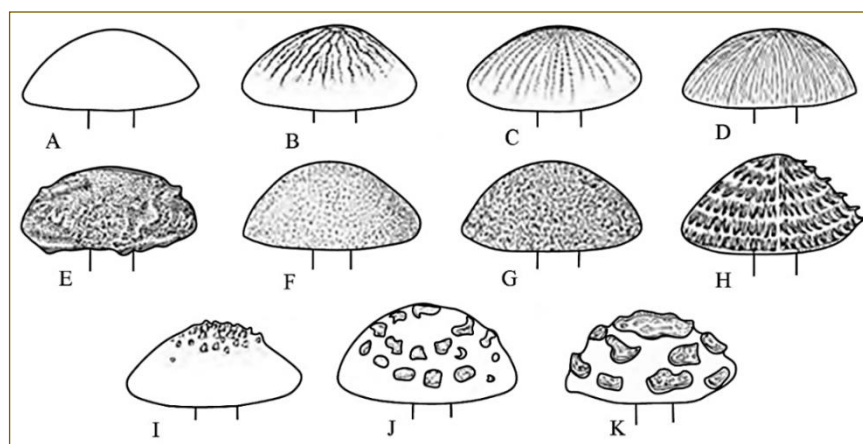


Fig. 117 : Revêtement et topographie du chapeau (NDONG et al., 2011), ajustée :

A : uniforme, B : veiné, C : rimeux, D : fibrilleux, E : mucilagineux, F : velouté, G : hérissé, H : squamuleux, I, J : floconneux et K : écailleux.

⇒ **Marge du chapeau**

Le marge du chapeau prend des aspects différents selon les espèces, celle-ci peut être lisse, enroulée, révélée et même cannelée lorsque les stries sont profondes (**Fig. 118**)

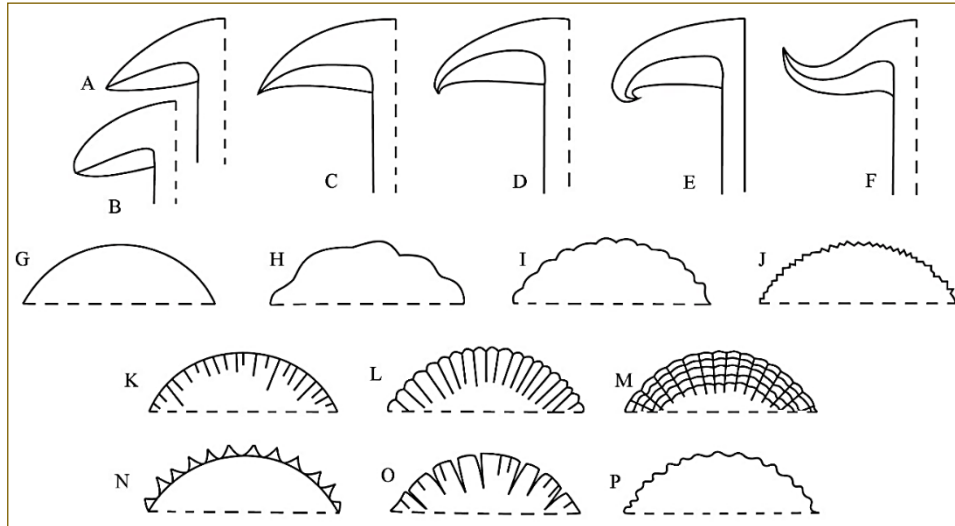


Fig. 118 : Marge du chapeau (NDONG et al., 2011), ajustée :

A : droit aigu, B : droit obtus, C : infléchi, D : incurvé, E : enroulé, F : révoluté, G : uniforme, H : ondulé, I : lobé, J : serrulé, K : strié, L : crénelé, M : pectiné, N : appendiculé, O : fissuré et P : crénelé.

⇒ **Couleur du chapeau**

La couleur du chapeau est évidemment une bonne indication pour la reconnaissance du champignon. La palette des couleurs du chapeau s'étend du blanc au noir en passant par le jaune, orange, rouge, vert, bleu, et brun. Ce caractère est assez stable même s'il y a une variabilité due à l'exposition au soleil et à l'humidité. De ce fait on peut décrire des champignons avec un caractère hygrophane comme les russules dont les pigments sont hydrosolubles.

3. Caractéristiques du pied (stipe)

Tous les champignons ne possèdent pas un pied, certains sont sessiles comme par exemple de nombreux polypores accolant directement leur console sur le tronc d'un arbre qu'ils attaquent. Les dimensions du pied, sa forme (**Fig. 119**), son attachement au chapeau (**Fig. 120**), sa structure interne (**Fig. 121**) et l'aspect de sa surface (**Fig. 122**), ainsi que sa couleur sont notés. Les caractéristiques de la chair du pied doivent également être décrites.

⇒ **Forme du pied et raccord au substrat**

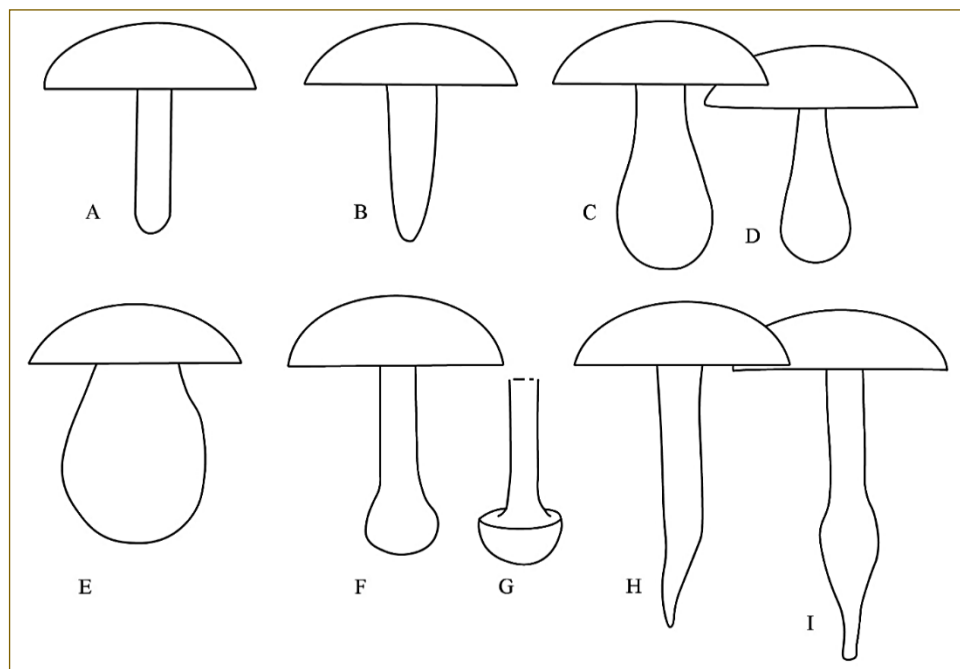


Fig. 119 : Forme du pied et raccord au substrat (NDONG et al., 2011), ajustée :
A : cylindrique, B : atténué vers le bas, C : claviforme, D : subclavé, E : ventru, F : bulbeux, G : bulbeux marginé, H : radicant, I : pseudorhize.

⇒ **Attachement du pied au chapeau**

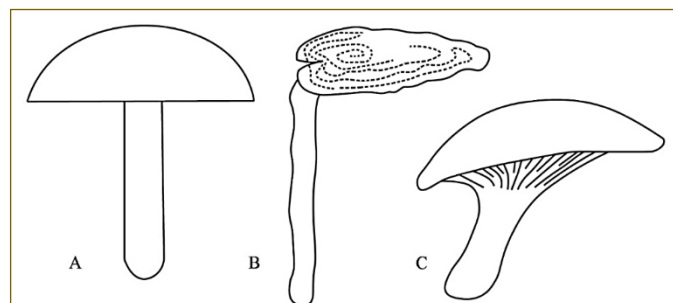


Fig. 120 : Attachement du pied au chapeau (NDONG et al., 2011), ajustée :
A : central, B : latéral et C : excentrique.

⇒ **Structure du pied**

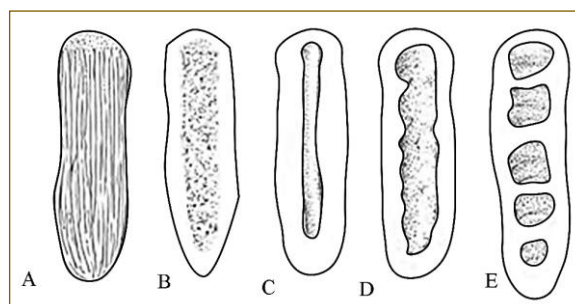


Fig. 121 : Structure interne du pied (NDONG et al., 2011), ajustée :
A : plein, B : farci, C : fistuleux, D : creux et E : caverneux.

⇒ *Revêtement du pied*

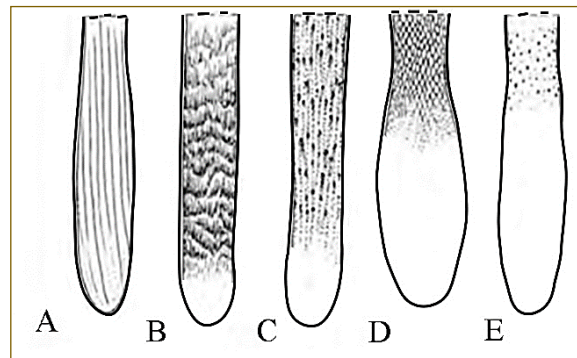


Fig. 122 : Revêtement du pied (NDONG et al., 2011), ajustée :
A : fibrilleux, B : chiné, C : squarreux, D : réticulé et E : pustuleux.

4. Voile

A l'état jeune, certains sporophores sont entièrement enveloppés d'un tissu différencié appelé voile universel et dont il ne subsiste à maturité que des fragments sur le chapeau et à la base du pied.

Chez les amanites, les restes du voile universel consistent le plus souvent en flocons à la surface du chapeau et en une volve. Les caractéristiques de la volve, notamment sa couleur et sa structure, tant à l'intérieur qu'à l'extérieur, sont importantes (**Fig. 123** et **124**).

⇒ *Restes du voile universel à la base du pied (Volve)*

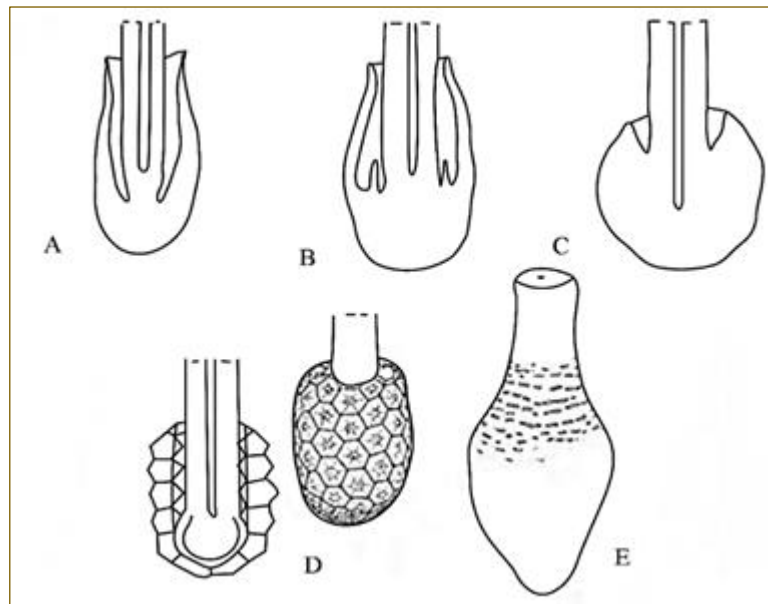


Fig. 123 : Reste du voile universel à la base du pied (NDONG et al., 2011), ajustée :
A : volve en sac, B : volve en sac à limbus internis, C : volve circumsessile, D : volve strobilacée et E : volve floconneuse

⇒ **Reste du voile partiel**

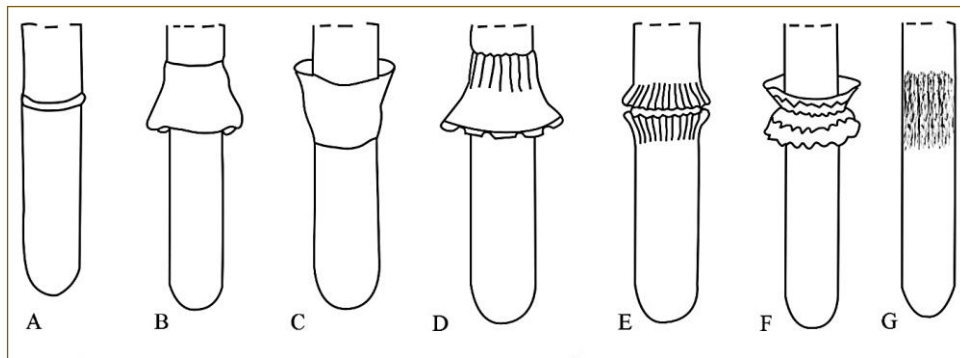


Fig. 124 : Restes du voile partiel (NDONG et al., 2011), ajustée :

A : anneau membraneux, B : anneau simple d'origine supère, C : anneau simple d'origine infère, D : anneau simple en roue dentée, E : anneau double, F : anneau mobile, et G : cortine.

5. Hyménophore

L'hyménophore est la partie du carpophore portant l'hyménium fertile sur lequel se forment les spores sexuées. Il porte des groupes de basides. L'hyménium peut cependant être interne comme les champignons à forme globuleuse (ex. *Calvatia sp.*), ou externe non protégé. Ce dernier peut être lisse ou rugueux, à alvéoles (ex. *Morchella sp.*), à aiguillons (ex. *Agaricus sp.*), à plis (ex. *Cantharellus sp.*), à tubes (ex. *Boletus sp.*) ou à lames (**Fig. 125**). Les champignons à lames sont les plus nombreux.

⇒ **Type d'hyménophore**

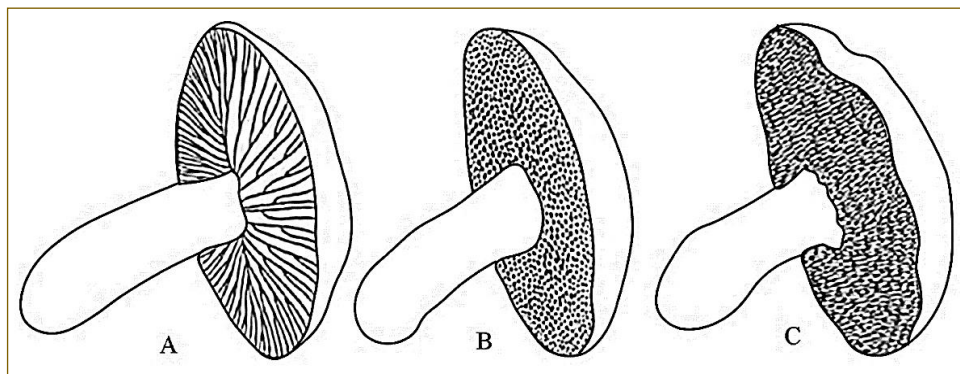


Fig. 125 : Type d'hyménophore (NDONG et al., 2011), ajustée :

A : lamellé, B : tubulé, et C : aiguillonné.

⇒ **Organisation d'un hyménophore lamellé**

Chez certains champignons à hyménophore lamellé, on distingue les lamelles (L) qui vont du pied à la marge du chapeau, des lamellules (l) plus courtes et qui n'atteignent pas le pied (**Fig. 126**).

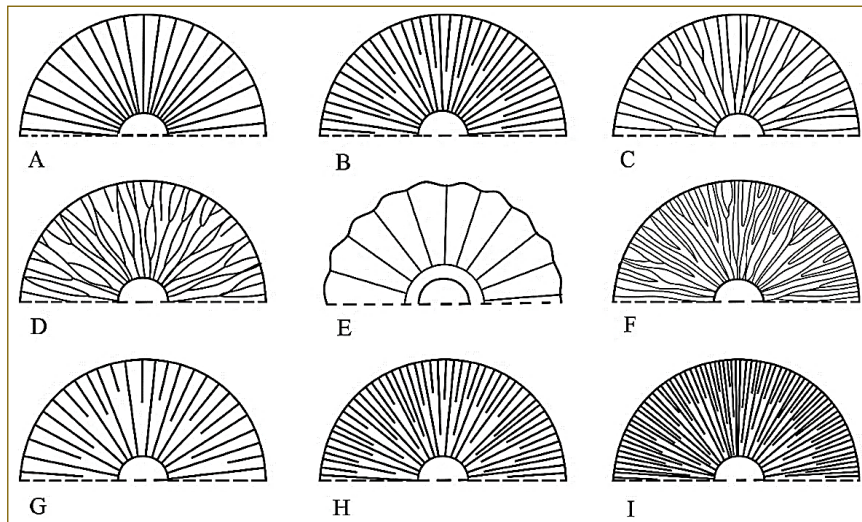


Fig. 126 : Organisation d'un hyménophore lamellé (NDONG et al., 2011), ajustée :

A : lamelles simples, B : inégales, C : fourchues, D : anastomosées, E : collariées, F : plis, G : espacées, H : serrées, et I : lamelles très serrées.

⇒ Profil des lamelles

La forme et le profil des lamelles, leur densité, leur épaisseur, ainsi que la présence de veines, de bifurcations ou d'anastomoses doivent être notés (**Fig. 127**).

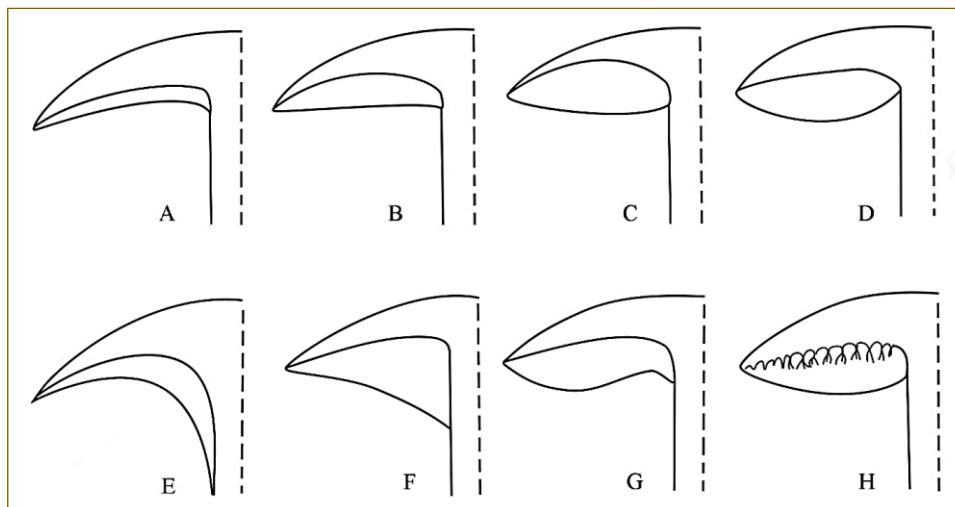


Fig. 127 : Profil des lamelles (NDONG et al., 2011), ajustée :

A : étroit, B : horizontal, C : subventru, D : ventru, E : arqué, F : triangulaire, G : sinué et H : veiné.

⇒ Insertion des lamelles

L'organisation des lamelles, leur nombre, leur séparabilité du reste du chapeau, leur type d'insertion au pied (**Fig. 128**) et leur couleur sont importants.

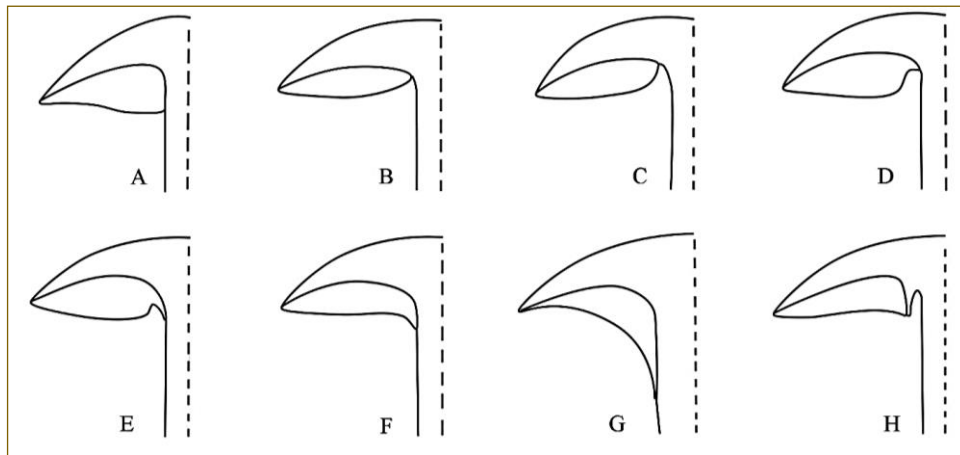


Fig. 128 : Insertion des lamelles (NDONG et al., 2011), ajustée:

A : adné, B : sublibre, C : libre, D : emarginé, E : emarginé et décurrent par une dent, F : adné et décurrent par une dent, G : décurrent et H : collarié.

⇒ **Arête des lamelles**

La marge (ou arête) des lames peut être floculée, dentée, ondulée et différemment colorée (**Fig. 129**).

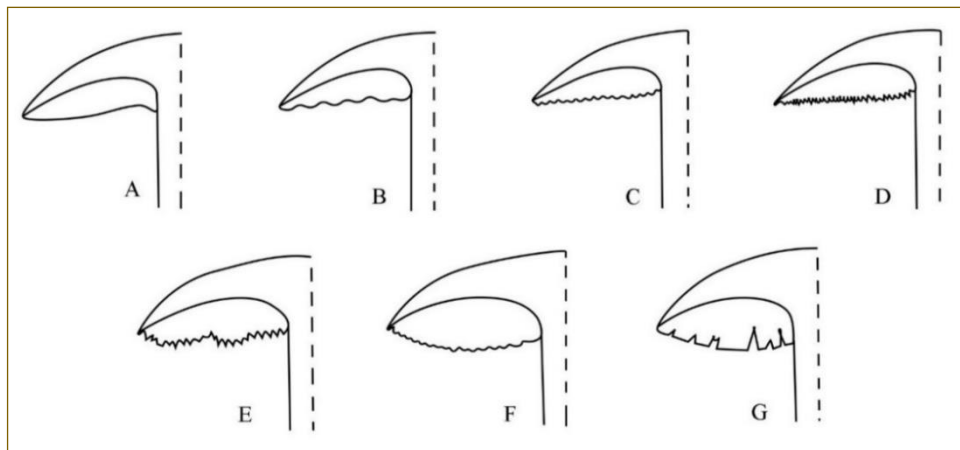


Fig. 129 : Arête des lamelles (NDONG et al., 2011), ajustée :

A : lisse, B : ondulé, C : crénelé, D : incisé, E : érodé, F : coloré et G : lacinié.

⇒ **La couleur des lamelles**

La couleur des lamelles peut évoluer au cours de la vie du champignon. Il permet d'avoir une idée de la teinte des spores, de caractériser les jeunes champignons, qui ont des teintes plus pales des vieux champignons ayant des teintes plus foncées.

⇒ **Organisation d'un hyménophore tubulé**

Chez les champignons à hyménophore tubulé ou en aiguillons, la forme et la couleur de l'hyménophore, des pores (**Fig. 130**) et d'éventuels changements au froissement ou à la coupe ainsi que la hauteur et la séparabilité des tubes sont notés.

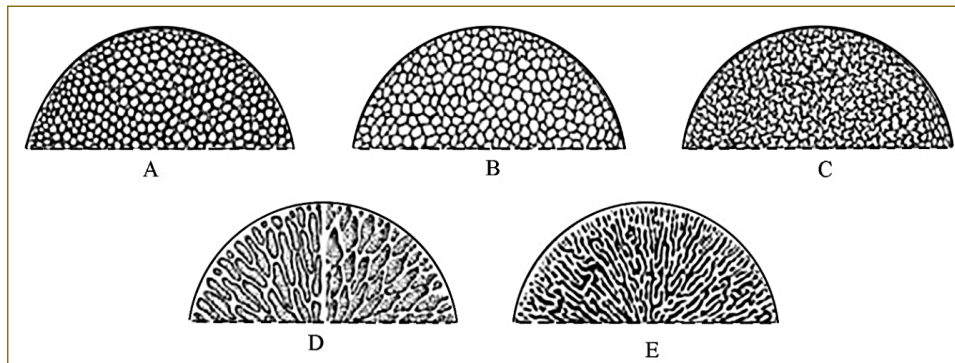


Fig. 130 : Organisation d'un hyménophore tubulé (NDONG *et al.*, 2011), ajustée :
A : pores ronds, B : anguleux, C : irréguliers, D : anguleux allongés et E : pores labyrinthiformes.

6. Chair

La texture de la chair varie selon les champignons : les russules et les lactaires ont une chair cassante de consistance crayeuse dite aussi grenue. La plupart des champignons ont une chair fibreuse composée de longs filaments plus ou moins emmêlés. La chair peut être particulièrement épaisse, dure ou à l'inverse être très fine.

Le couleur de la chair est généralement de même que le champignon ou un peu plus pâle. Les champignons comme les bolets, leur chair devient bleue lors de la coupe par des réactions naturelles d'oxydation au contact de l'air. Chez certains champignons comme les lactaires il y a la présence d'un lait blanc ou coloré qui perle à la cassure du champignon et qui, chez certaines espèces change alors de couleur.

Nous avons vu aussi dans les caractères organoleptiques que cette chair peut être également caractérisée par son odeur et sa saveur.

Ann. 2 : Critères de détermination microscopiques.

Les éléments de détermination microscopiques des champignons supérieurs selon le travail de (NDONG *et al.*, 2011) avec quelques modifications sont les suivant :

1. Spores

Les éléments reproducteurs du champignon peuvent être, d'une espèce à l'autre, très différents en forme et en couleur. L'étude au microscope de ces spores qui sont produites sous le chapeau, sur la paroi des lames, à l'intérieur des tubes ou sur les aiguillons permet d'affiner au mieux la détermination d'une espèce

⇒ **Forme et volume des spores**

La forme des spores est très diversifiée chez les champignons supérieurs (**Fig. 131 et 132**) et en détermine le volume. Le calcul du volume est très simple pour les spores rondes ou ellipsoïdes mais sera plus complexe pour les spores bossues ou asymétriques. L'âge du sporophore, les conditions atmosphériques et les dimensions du chapeau influent sur la dimension des spores (CLEMENÇON *et al.*, 2004).

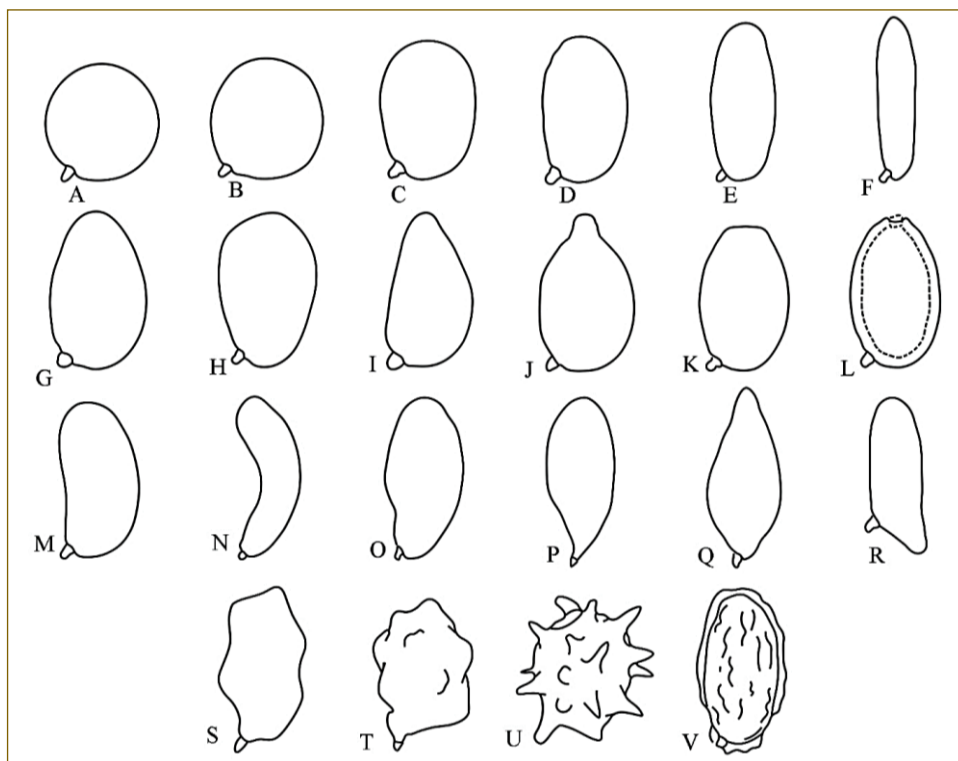


Fig. 131 : Forme des basidiospores (NDONG *et al.*, 2011), ajustée :

A : globuleux, B : subglobuleux, C : largement ellipsoïde, D : ellipsoïde, E : longuement ellipsoïde, F : cylindrique, G : ovoïde, H : obovoïde, I : amygdaliforme, J : papillé, K : tronqué, L : ellipsoïde à pore apical, M : phaséoliforme, N : allantoïde, O : à dépression supra-apiculaire, P : lacrymoïde, Q : fusiforme, R : éperonné, S : anguleux, T : gibbeux, U : stellé et V : encapuchonné.

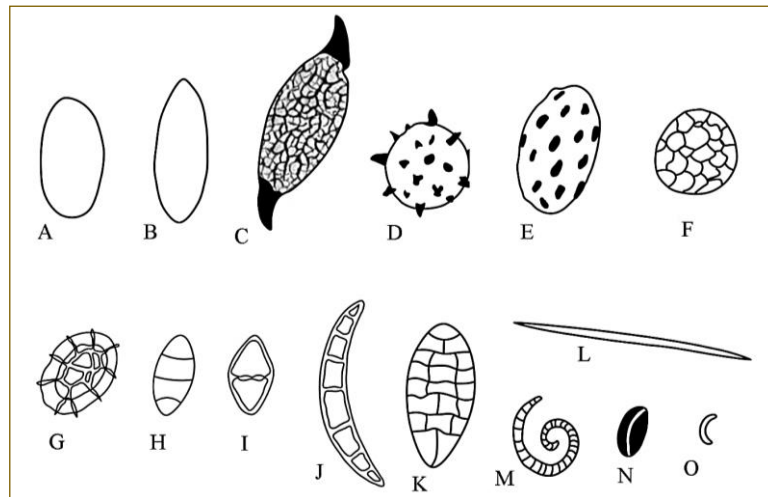


Fig. 132 : Forme des Ascospores (NDONG *et al.*, 2011), ajustée :

A : ovoïde, B : elliptique-fusiforme, C : bi-éperonnée, D : épineuse, E : verruqueuse, F : réticulée, G : réticulée-ailée, H, I, J : cloisonnées, K : murale, L : filiforme, M : spirale, N : en grain de café et O : virguliforme.

⇒ **Type d'ornementation des spores**

L'ornementation et la nature de la paroi sporale sont des caractères très importants et très diversifiés (**Fig. 133**). L'origine ontogénique de l'ornementation diffère en fonction du groupe taxonomique (CLEMENÇON *et al.*, 2004). Rappelons que l'observation des ornements est facilitée par l'utilisation de réactifs, comme celui de Melzer. A son contact, les spores dites 'amyloïdes' prennent en effet une teinte grisâtre à noire, généralisée ou localisée aux ornements.

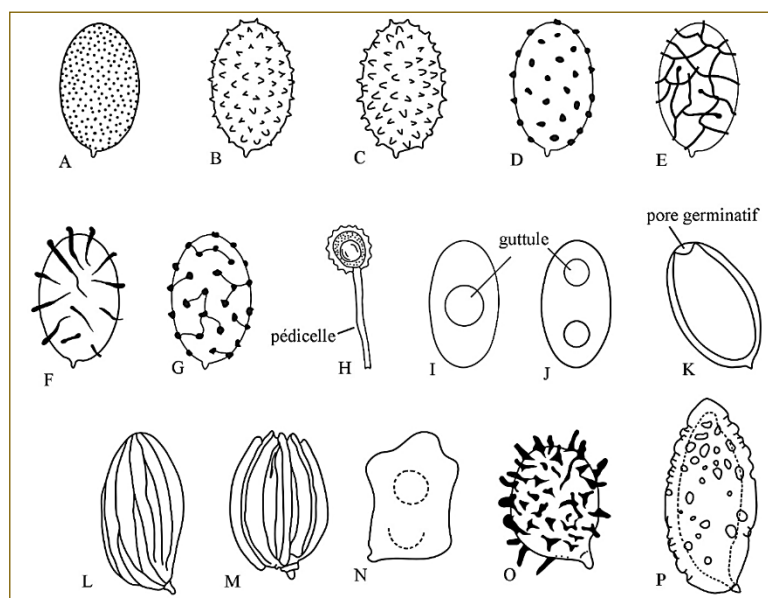


Fig. 133 : Type d'ornementation des spores (NDONG *et al.*, 2011), ajustée :

A : rugueuse, B : échinée, C : épineuse, D : verruqueuse, E : réticulée, F : crêtée, G : verruqueuse-connexée, H : pédicellée, I : guttulée (uniguttulée), J : biguttulée, K : avec pore germinatif, L : strié, M : costé, N : gibbeuse, O : échiné et P : alvéolé.

3. Trame et hyménium

Chez les Hyménomycètes, la partie médiane du chapeau est constituée par une trame. L'organisation des hyphes de la trame a une grande importance taxonomique. On ne distingue ici que la trame 'bilatérale' (hyphes convergeant vers le haut), la trame 'inversée' (bilatérale à hyphes convergeant vers l'arête), la trame 'régulière' (hyphes parallèles), la trame 'irrégulière' (hyphes se recouvrant), la trame 'cellulaire' (entièrement constituée de cellules rondes ou 'sphérocytes') et la trame 'divergente' (Fig. 134).

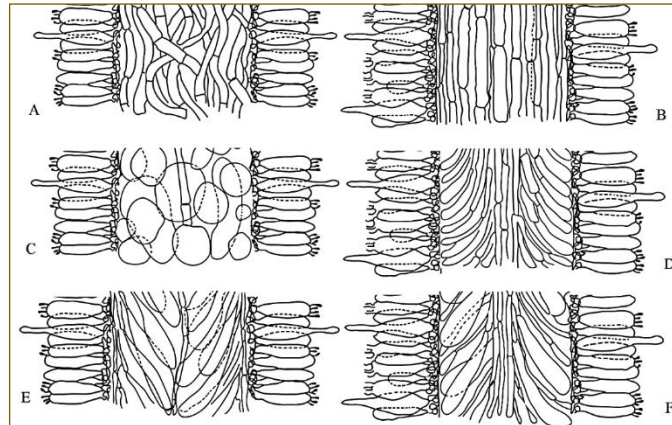


Fig. 134 : Type de trame (arête de lamelle en bas) (NDONG *et al.*, 2011), ajustée :

A : irrégulier, B : régulier, C : cellulaire, D : divergent, E : inversé et F : divergent bilatéral à médiostrate différenciée ;

⇒ **Détail de l'hyménium d'une lamelle de Basidiomycète (arête de lamelle en bas)**

La trame est recouverte d'un hyménium ou couche fertile du champignon où les spores sont formées. Entre la trame et l'hyménium existe une couche individualisée, celluleuse ou filamenteuse, appelée sous-hyménium. Chez les Basidiomycètes, l'hyménium contient des basides, cellules fertiles qui produisent les basidiospores sur des stérigmates. Les basides immatures ou basidioles, sont dépourvues de stérigmates (Fig. 135).

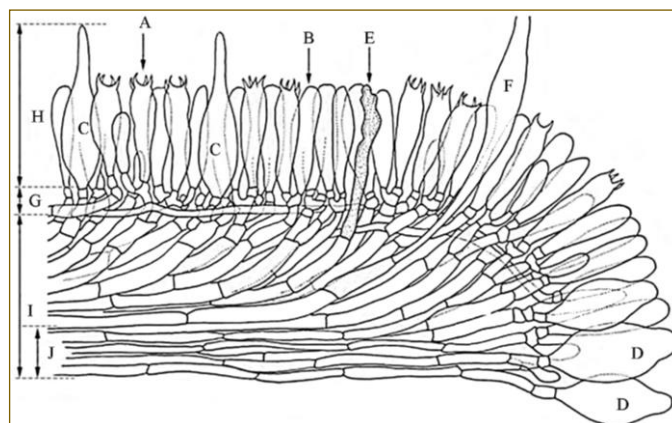


Fig. 135 : Détail de l'hyménium d'une lamelle de Basidiomycète (arête de lamelle en bas) (NDONG *et al.*, 2011), ajustée :

A : baside, B : basidiole, C : pleurocystide, D : cheilocystide, E : pseudocystide, F : macrocystide, G : sous-hyménium, H : hyménium, I : trame (divergente) et J : médiostrate.

⇒ **Détail de l'hyménium d'un Ascomycète (*Cookeina*)**

Chez les Ascomycètes, les ascospores, généralement au nombre de 8, sont produites à l'intérieur des asques (**Fig. 136**).

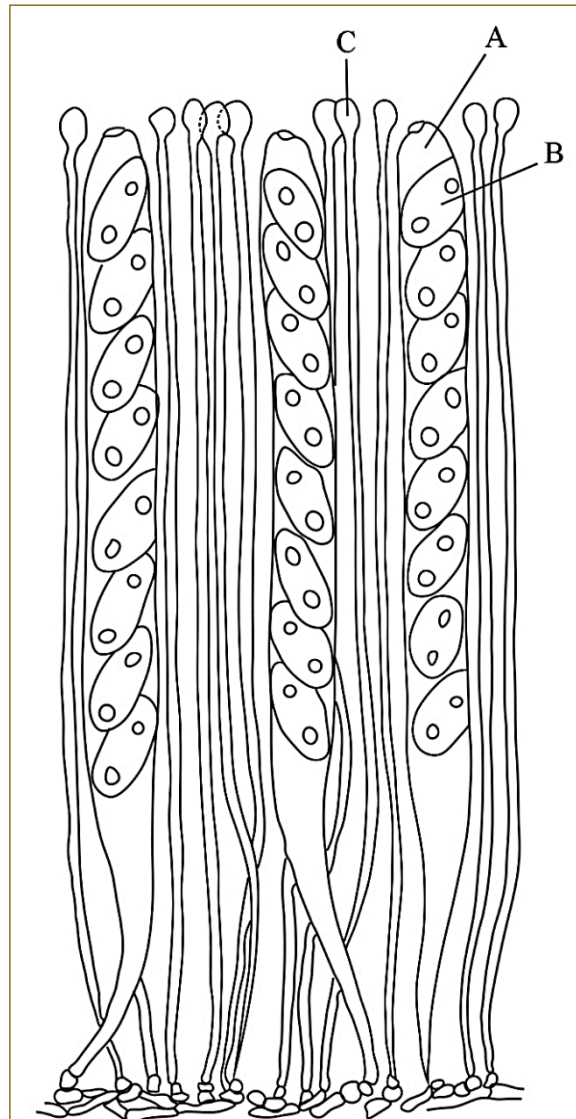


Fig. 136 : Détail de l'hyménium d'un Ascomycète (NDONG *et al.*, 2011), ajustée :
A : asque, B : ascospore guttulée, et C : paraphyse ;

4. Basides ou asques

Les basides sont des cellules hyméniales différenciées, issues d'un hyphe dans le sous-hyménium. Elles ont une fonction de reproduction sexuée et forment les basidiospores (généralement 4) à partir de stérigmates. Il est cependant impératif d'en mesurer la taille (longueur et largeur) et de compter le nombre de stérigmates (**Fig. 137**). Chez les Ascomycètes, les asques comportent généralement 8 ascospores. Ainsi la longueur et la largeur des asques doivent être mesurées, ainsi que la façon dont la paroi et l'apex sont formés (operculé ou non) (**Fig. 138**).

⇒ **Type de baside**

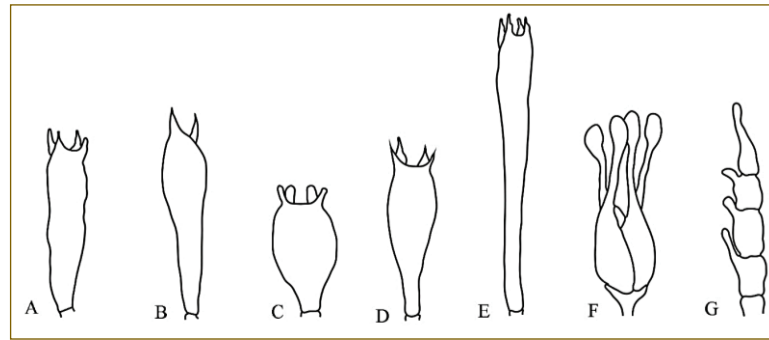


Fig. 137 : Type de baside (NDONG *et al.*, 2011), ajustée :

A : tétrasporique, B : bisporique, C : ventru, D : clavé, E : élancé, F : cloisonné longitudinalement et G : cloisonné transversalement.

⇒ **Type des asques**

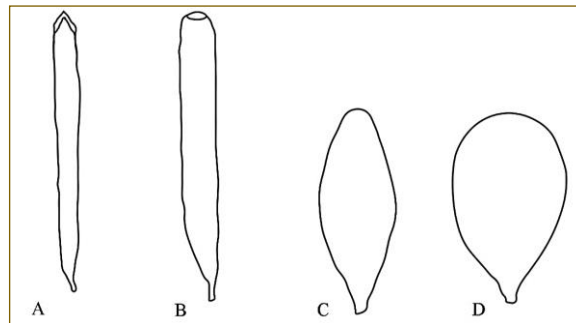


Fig. 138 : Type d'asque (NDONG *et al.*, 2011), ajustée :

A : banal inoperculé, B : banal operculé, C : ventru et D : subsphérique.

5. Paraphyses

Les paraphyses se singularisent au sein de l'hyménium par leur présence bien antérieure à celles des asques. Leur forme, contenu et couleur peuvent évoluer en cours de maturité. Elles peuvent être linéaires, moniliformes, fusiformes, simples ou ramifiées, continues ou plus ou moins septées et parfois anastomosées (**Fig. 139**).

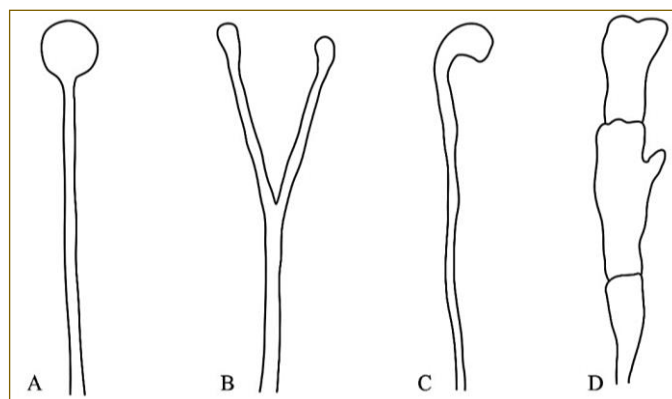


Fig. 139 : Type de paraphyses (NDONG *et al.*, 2011), ajustée :

A : à extrémité capitée, B : fourchue, C : en crosse et D : irrégulière.

6. Cystides

Les cystides sont des cellules stériles qui se trouvent non seulement dans l'hyménium, mais aussi dans le revêtement du pied et du chapeau. Les cystides sont souvent très variables d'un taxon à un autre (espèce ou genre), ce qui leur confère une très grande valeur taxonomique. Les cystides sont classées selon leur morphologie, leur origine (position dans/sur le carpophore) et leur contenu. L'étude des cystides tient compte de la forme, la taille, la nature de la paroi, l'insertion, le contenu, les réactions chimiques et la pigmentation intra-cellulaire (**Fig. 140, 141 et 142**).

⇒ Type de cystide

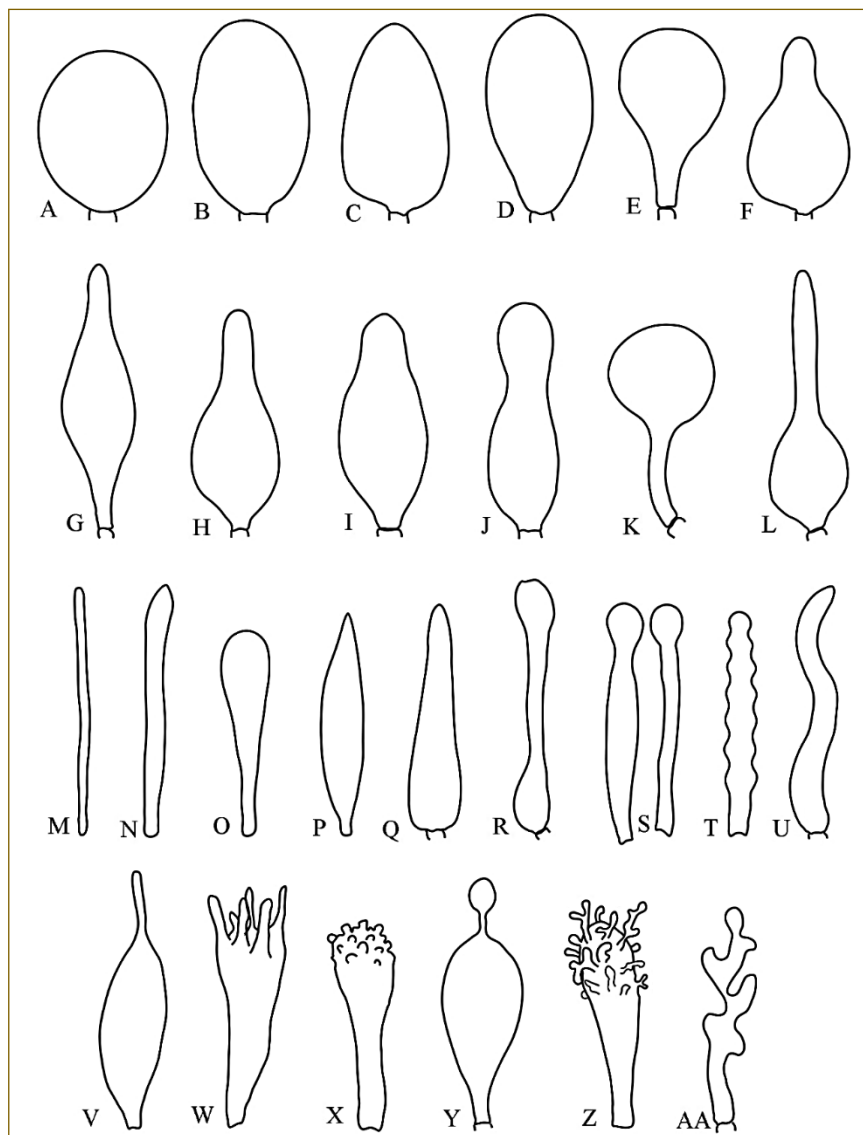


Fig. 140 : Type de cystide (NDONG *et al.*, 2011), ajustée :

A : globuleux, B : ellipsoïde, C : ovoïde, D : obovoïde, E : piriforme, F : obpiriforme, G : fusiforme, H : lagéniforme, I, J : utriforme, K : sphéropédunculé, L : ampullacé, M : filiforme, N : cylindrique, O : claviforme, P : lancéolé, Q : obclaviforme, R : tibiiforme, S : capité, T : moniliforme, U : sinueux, V : appendiculé, W : digité, X : verruqueux, Y : lécythiforme, Z : diverticulé, et AA : coralloïde.

⇒ **Apex de cystide**

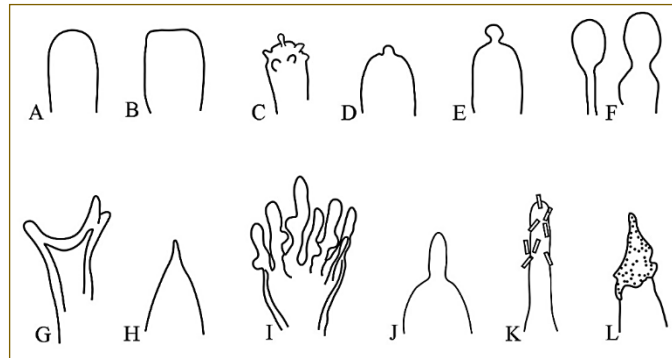


Fig. 141 : Apex de cystide (NDONG *et al.*, 2011), ajustée :

A. arrondi, B : tronqué, C : terruqueux, D : mucroné, E : boutoné, F : capité, G : bifurqué (à trifurqué), H : aigu, I : en brosse, J : rostré, K : incrusté et L : muriqué.

⇒ **Diversité des lamprocystides**

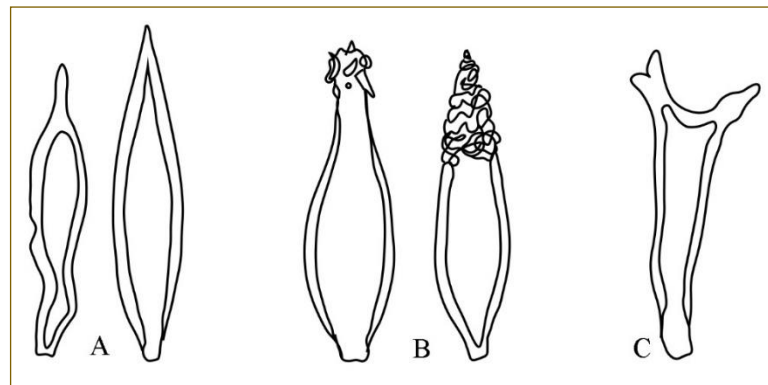


Fig. 142 : Diversité des lamprocystides (NDONG *et al.*, 2011), ajustée :

A : lamprocystide classique, B : métuloïde et C : bifurquée.

Ann. 3 : Clés de détermination des espèces de champignons supérieurs

Les différentes clés présentées ici en majeure partie dichotomique sont simplifiées et conduiront à un groupe d'espèces que l'on retrouvera dans les parties de descriptions.

1. Champignons à pied et à chapeau



Fig. 143 : Champignon à pied et à chapeau. Exemple : *Agaricus sp.*, *Amanita sp.* ...etc.

1.1. Champignons à Lames "vraies"

Champignons charnus avec pied et chapeau, spores formées sur lames (généralement) sous le chapeau :

⇒ **Sporée blanche ou faiblement colorée**

- ✓ Les champignons à lames libres du pied muni d'une volve, avec un anneau ou non, dans ce dernier cas, la marge du chapeau est striée.
 - Voile général et du pied bulbeux, parfois doublé d'une armille : ***Amanita sp.***
 - Voile partiel plus ou moins développé sous forme d'anneau : ***Lepiota sp.***
- ✓ Les champignons à lames adnées à chair fibrilleuse et à chair cassante.
 - Les espèces à chair cassante avec lait (***Lactarius sp.***) et sans lait à la cassure (***Russula sp.***)
 - Les champignons à chair fibrilleuse avec pied excentré ou nu (***Pleurote sp.***) et pied central. Ce dernier à lames cireuses (***Hygrophore sp.***) et à lames non cireuses qui sont subdivisées en :
 - Espèces à lames non charnu et de petites tailles : pied fragile (***Mycena sp.***) et pied tenace à lames décurrentes ou adnées (***Clitocybe sp.***), avec chapeau ombiliqué (***Omphale sp.***), à lames serrées (***Collybie sp.***) et à lames plus ou moins espacées avec chapeau convexe (***Marasme sp.***).
 - Espèces à lames charnu de taille moyenne ou grande : à lames facilement détachables (***Lepista sp.***), à lames non détachables, décurrentes non lignicoles (***Clitocybe sp.***) et

lignicoles (*Armillaria sp.*), et à lames échancrées lignicoles (*Tricholomopsis sp.*) et non lignicoles (*Tricholoma sp.*).

⇒ **Sporée rouge ou rose brunâtre**

Les champignons avec volve à la base du pied (*Volvariella sp.*) et sans volve on trouve les espèces à lames libres au pied souvent lignicole (*Pluteus sp.*), à lames décurrentes (*Clitopilus sp.*), et à lames adnées ou décurrentes (*Rhodocybe sp.*) ou émarginées (*Entoloma sp.*).

⇒ **Sporée brun rouille, brun pâle ou orangée**

Les champignons sans lamellules ou rares (*Russula sp.*) et avec lamellules, voile partiel ressemblant à des fils d'araignées (*Cortinarius sp.*).

Les champignons contiennent les lamellules et pied avec ou sans anneau :

- ✓ Pied sans anneau : latéral ou nul (*Crepidotus sp.*) et central le plus souvent ; de grande taille à lames détachables de la chair (*Paxillus sp.*) et de plutôt petite taille avec chapeau lubrifié (*Bolbitus sp.*) et non lubrifié souvent mycénoïde (*Conocybe-Ramicola sp.*).
- ✓ Pied avec ou sans anneau : revêtement granuleux ou ponctué (*Flammulaster sp.*), chapeau charnu (*Agrocybe sp.*) et chapeau souvent hydrophane (*Galerina sp.*).
- ✓ Pied avec anneau parfois discret souvent lignicole (*Pholiota sp.*).

⇒ **Sporée foncée brune ou violette**

- ✓ Les champignons avec anneau persistant : à lames libres du pied (*Agaricus sp.*) et à lames reliées au pied (*Strophaire sp.*) ou subdécurrentes avec chapeau charnu (*Agrocybe sp.*).
- ✓ Les champignons avec anneau discret ou absent : sporée brune à noire (*Psathyrella sp.*), brun violacé (*Psilocybe sp.*), brune violet à voile partiel cortiniforme ou fugace (*Hypholomea sp.*) et sporée brune avec chapeau fibrilleux (*Inocybe*), plus ou moins visqueux (*Hebeloma sp.*) ou avec chapeau charnu (*Agrocybe sp.*).

⇒ **Sporée noire**

Les espèces à lames coulant en encre à maturité (*Coprin sp.*) et à ne coulant pas en encre à maturité :

- ✓ Sporée noire à lames décurrentes avec pied subsec (*Chroogomphide sp.*) ou pied visqueux (*Gomphide sp.*).
- ✓ Sporée noire à lames reliées au pied nuageux (*Paneole sp.*) ou non nuageux (*Psathyrelle sp.*).

1.2. Champignons à lames "fausses "

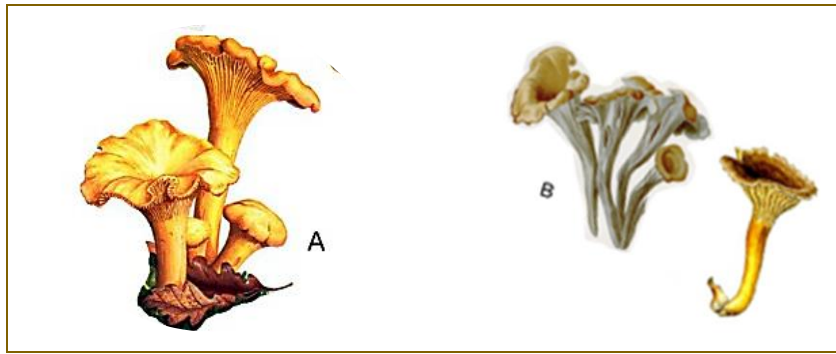


Fig. 144 : Champignon à lames "fausses". A. *Chanterelles sp.* | B. *Craterelles sp.*

Champignons charnus, souvent en forme de trompette à maturité à surface fertile ridée (*Chanterelles sp.* : Fig. 144. A) et à surface fertile lisse (*Craterelles sp.* : Fig. 144.B).

1.3. Champignons à pores



Fig. 145 : Champignons à pores. Exemples : A. *Boletus sp.* | B. *Polyporus sp.* | C. *Ganoderma sp.*

Dessous du chapeau comme une éponge :

- ⇒ Champignons charnus (Fig. 145.A) : spores formées sous le chapeau dans des tubes spongieux habituellement détachables de la chair. Parmi les genres de cette catégorie, on trouve : ***Boletus sp.*, *Chalciporus sp.*, *Leccinum sp.*, *Suillus sp.*, *Tylopilus sp.*, *Xerocomus sp.*, ...** etc.
- ⇒ Champignons coriaces ou subéreux, tubes non détachables, terrestres (Fig. 145.B) : ***Polyporus sp.***, et autres.
- ⇒ Champignons coriaces ou subéreux, tubes non détachables, lignicoles (Fig. 145.C) : pied central (***Polyporellus sp.***) et pied latéral à surface croûteuse (***Ganoderma sp.***) et à surface sans croûte, chair brune, sporée blanche (***Phaeolus sp.***) ou sporée jaunâtre (***Xanthochrous sp.***).

1.5. Champignons à aiguillons



Fig. 146 : Champignons à aiguillons.
A. champignons à pied central | B. champignons à pied latéral.

⇒ **Champignons à pied central (Fig. 146.A) :** A chair pâle, spores crème (*Hydnum sp.*) et à chair intensément colorée souvent zonée :

- ✓ Consistance charnue, tenace, goût souvent amer : *Sarcodon sp.*
- ✓ Consistance tenace ou coriace : *Calodon sp.*

⇒ **Champignons à pied latéral (Fig. 146.B) :** gélatineux, gris, sur des conifères (*Pseudohydnum sp.*) et non gélatineux :

- ✓ Sur cônes de pins, à surface veloutée : *Auriscalpium sp.*
- ✓ Pas à pied bulbeux an massue, avec de longues aiguillons pendantes : *Dryodon sp.*
- ✓ Pas sur cônes, lignicoles à aiguillons dressés divergents, répartis sur toute la surface : *Hericium sp.*

1.6. Champignons à chapeau en forme de "coupe, tête, ronde, oblongue ..."



Fig. 147 : Champignons à chapeau en forme de "coupe, tête, ronde, oblongue ...".
Exemples : 1. *Leotia sp.* | 2. *Cordiceps sp.* | 3. *Helvella sp.* | 4. *Morchella sp.* | 5. *Satires sp.* | 6. *Gyromitris sp.*

- ⇒ Les champignons à tête lisse et ronde (***Leotia sp.***, et ***Cudonie sp.*** : **Fig. 147.1**).
- ⇒ Les champignons à tête lisse, granuleuse (***Cordiceps sp.***, et ***Xylaria sp.*** : **Fig. 147.2**).
- ⇒ Les champignons à tête en selle ou en coupe (***Helvella sp.*** : **Fig. 147.3**).
- ⇒ Les champignons à tête avec alvéoles sans volve au pied (***Morchella sp.*** : **Fig. 147.4**), ***Gyromitre sp.*** : **Fig. 147.6**) ou avec volve (***Satires sp.*** : **Fig. 147.5**).

2. Champignons sans pied ou peu défini

2.1. Champignons à réceptacle en coupe



Fig. 148 : Champignons à réceptacle en coupe.

Exemples : 1. *Peziza sp.* | 2. *Aleuria sp.* | 3. *Otidea sp.* | 4. *Nidulaires sp.* | 5. *Cyphelles sp.*

Dans cette catégorie on trouve les champignons :

- ⇒ En coupe charnue (**Fig. 148**) : ***Peziza sp.*** (1), ***Aleuria sp.*** (2) et ***Otidea sp.*** (3).
- ⇒ En coupe emplie de grains, coriace, en nid : ***Nidulaires sp.*** (**Fig. 148.4**).
- ⇒ Champignons en cupule, urnes : ***Cyphelles sp.*** (**Fig. 148.5**).

2.3. Champignons à réceptacle globuleux / sphériques, piriforme ou en étoile

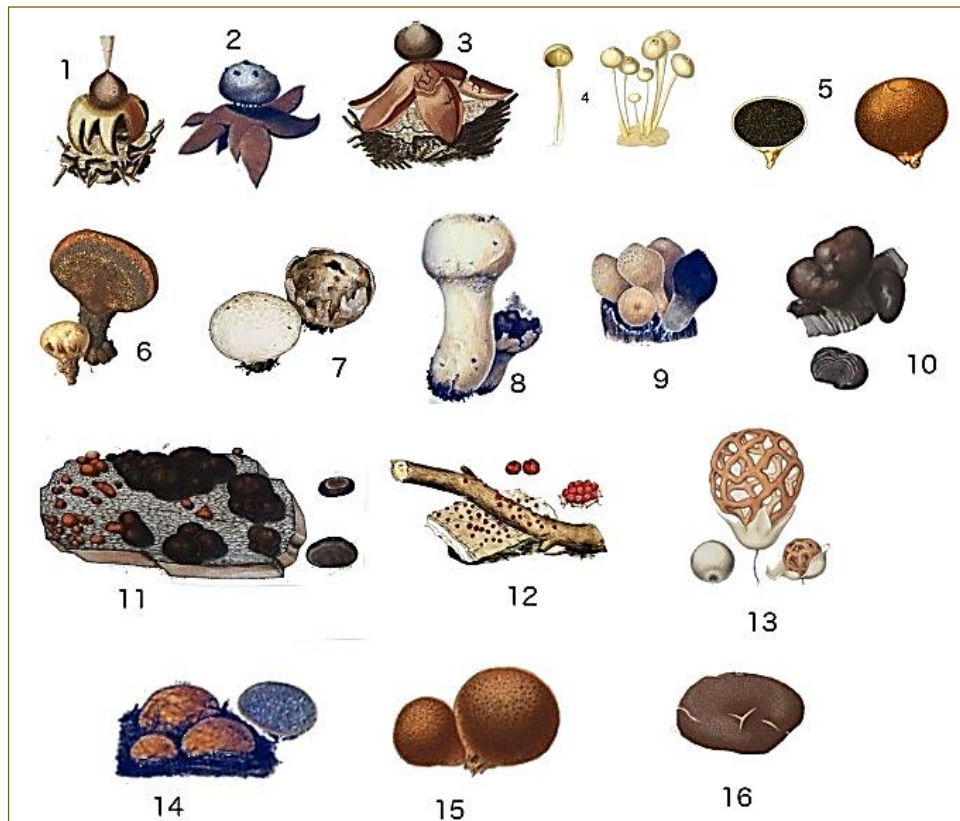


Fig. 149 : Champignons à réceptacle globuleux / sphériques, piriforme ou en étoile.

1. *Geastrum* sp. | 2. *Myriostoma* sp. | 3. *Astreus* sp. | 4. *Tylostoma* sp. | 5. *Scleroderma* sp. | 6. *Pisolithus* sp. | 7. *Bovista* sp. | 8. *Calvatia* sp. | 9. *Lycoperdon* sp. | 10. *Daldinia* sp. | 11. *Hypoxylon* sp. | 12. *Nectria* sp. | 13. *Phallus* sp. | 14. *Rhizopogon* sp. | 15. *Elaphomyces* sp. | 16. *Tuber* sp.

⇒ **Champignons épigés (au-dessus du sol), glèbe pulvérulente à maturité :**

- ✓ Globuleux puis s'ouvrant en étoile, sans ostiole : ***Geastrum* sp.** (Fig. 149.1).
- ✓ Ouverture par de nombreux ostioles : ***Myriostoma* sp.** (Fig. 149.2).
- ✓ Carpophore s'ouvrant et se fermant en fonction de l'humidité : ***Astreus* sp.** (Fig. 149.3).
- ✓ Sphère soutenue par un pédoncule : ***Tylostoma* sp.** (Fig. 149.4).
- ✓ Sphère à paroi épaisse, glèbe immature noire : ***Scleroderma* sp.** (Fig. 149.5).
- ✓ Sphère à couche externe lisse avec écailles ou verrues minces :
 - Avec pied, glèbe à sphérules bleu noirâtre sur sable : ***Pisolithus* sp.** (Fig. 149.6).
 - Sans pied périidium lisse : une catégorie composée de deux couches, l'externe tombant à maturité (***Bovista* sp.** : Fig. 149.7) et l'autre catégorie composée d'une seule couche sans partie stérile (***Calvatia* sp.** : Fig. 149.8) ou avec partie stériles (***Lycoperdon* sp.** : Fig. 149.9).

⇒ **Champignons épigés (au-dessus du sol), non glèbe pulvérulente à maturité.**

- ✓ Poussant sur du bois : noirâtre, coupe présentant des zones concentriques (*Daldinia sp.* : Fig. 149.10), sphérique de petite taille, brun rouge noirâtre (*Hypoxylon sp.* : Fig. 149.11) et rouge vermillon (*Nectria sp.* : Fig. 149.12).
- ✓ Poussant au sol : globuleux blanchâtre, mou, à couche gélatineuse interne et glèbe verte ou rouge : (*Phallus sp.*, et *Clathrus sp.* : Fig. 149.13).

⇒ **Champignons hypogés (sous le niveau du sol) :**

- ✓ Périidium jaunâtre ou rougeâtre : *Rhizopogon sp.* (Fig. 149.14).
- ✓ Périidium finement verruqueux, brun jaunâtre, glèbe peu veinée puis pulvérulente : *Elaphomyces sp.* (Fig. 149.15).
- ✓ Périidium noirâtre, lisse ou finement verruqueux, glèbe veinée : *Tuber sp.* (Fig. 149.16).

2.4. Champignons à réceptacle en massue, rameaux, touffes

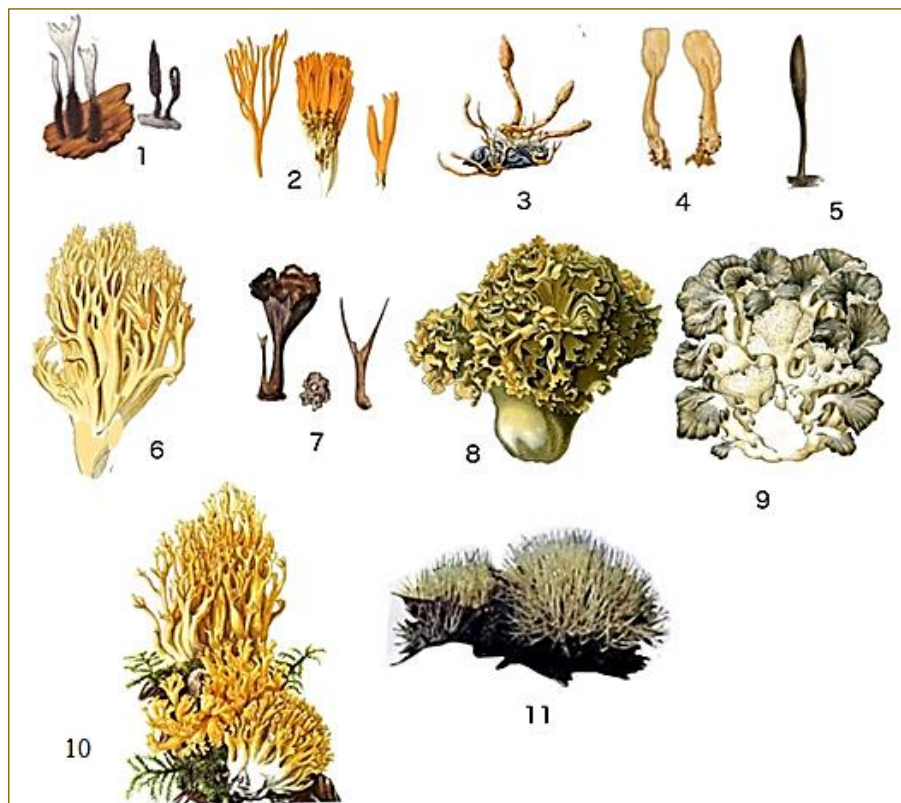


Fig. 150 : Champignons à réceptacle en massue, rameaux, touffes.

1. *Xylaria sp.* | 2. *Calocera sp.* | 3. *Cordyceps sp.* | 4. *Spathularia sp.* | 5. *Geoglossum sp.* | 6. *Clavaria sp.* | 7. *Telephora sp.* | 8. *Sparassis sp.* | 9. *Ramaria sp.* | 11. *Pterula sp.*

⇒ **Claviformes ou peu ramifiés :**

- ✓ Poussant sur du bois : noirs, coriaces (*Xylaria sp.* : Fig. 150.1) ou jaunes, élastiques, un peu visqueux (*Calocera sp.* : Fig. 150.2).
- ✓ Poussant sur d'autre matériaux : finement ponctués ou avec des verrues, sur insectes ou champignons hypogés (*Cordyceps* : Fig. 150.3).
- ✓ Poussant au sol : jaunes, lisses (*Spathularia sp.* : Fig. 150.4), noirs ou verdâtres (*Geoglossum sp.* : Fig. 150.5) ou jaunes, jaunâtres, blancs (*Clavaria sp.* : Fig. 150.6).

⇒ **Abondamment ramifiés :**

- ✓ A ramifications un peu aplaties, brun foncé, coriaces : terrestres (*Telephora sp.* : Fig. 150.7), lignicoles jaunes, élastiques (*Calocera sp.* : Fig. 150.5) et lignicoles noirs, coriaces (*Xylaria sp.* : Fig. 150.1).
- ✓ A branche aplaties avec hyménium lisse (*Sparassis sp.* : Fig. 150.8) ou avec hyménium poreux (*Griphola sp.* : Fig. 150.9).
- ✓ A branche cylindriques épaisses (*Ramaria sp.* : Fig. 150.10) ou branche fines, filiformes (*Pterula sp.* : Fig. 150.11).

2.5. Champignons à réceptacle gélatineux



Fig. 151 : Champignons à réceptacle gélatineux.

1. *Gymnosporangium sp.* | 2. *Tremella sp.* | 3. *Exidia sp.* | 4. *Dacryomyces sp.* | 5. *Auricularia sp.* | 6. *Tremellodon sp.* | 7. *Guepinia sp.*

⇒ **Poussant sur du bois :**

- ✓ Circonvolués, jaune sur des genévriers vivants (*Gymnosporangium sp.* : Fig. 151.1).
- ✓ Circonvolués, sur du bois mort : jaunes ou bruns (*Tremella sp.* : Fig. 151.2) et noirâtres (*Exidia sp.* : Fig. 151.3).
- ✓ En goutte, jaunâtre, sur des conifères (*Dacryomyces sp.* : Fig. 151.4) et en formes d'oreilles, avec hyménium brun violacé (*Auricularia sp.* : Fig. 151.5).
- ✓ Avec hyménium à aiguillons et pied (*Tremellodon sp.* : Fig. 151.6).

⇒ **Poussant sur la terre** : rose pourpré, en forme d'entonnoir fendu, sous les sapins (*Guepinia* sp. : Fig. 151.7).

2.6. Champignons à réceptacle en console

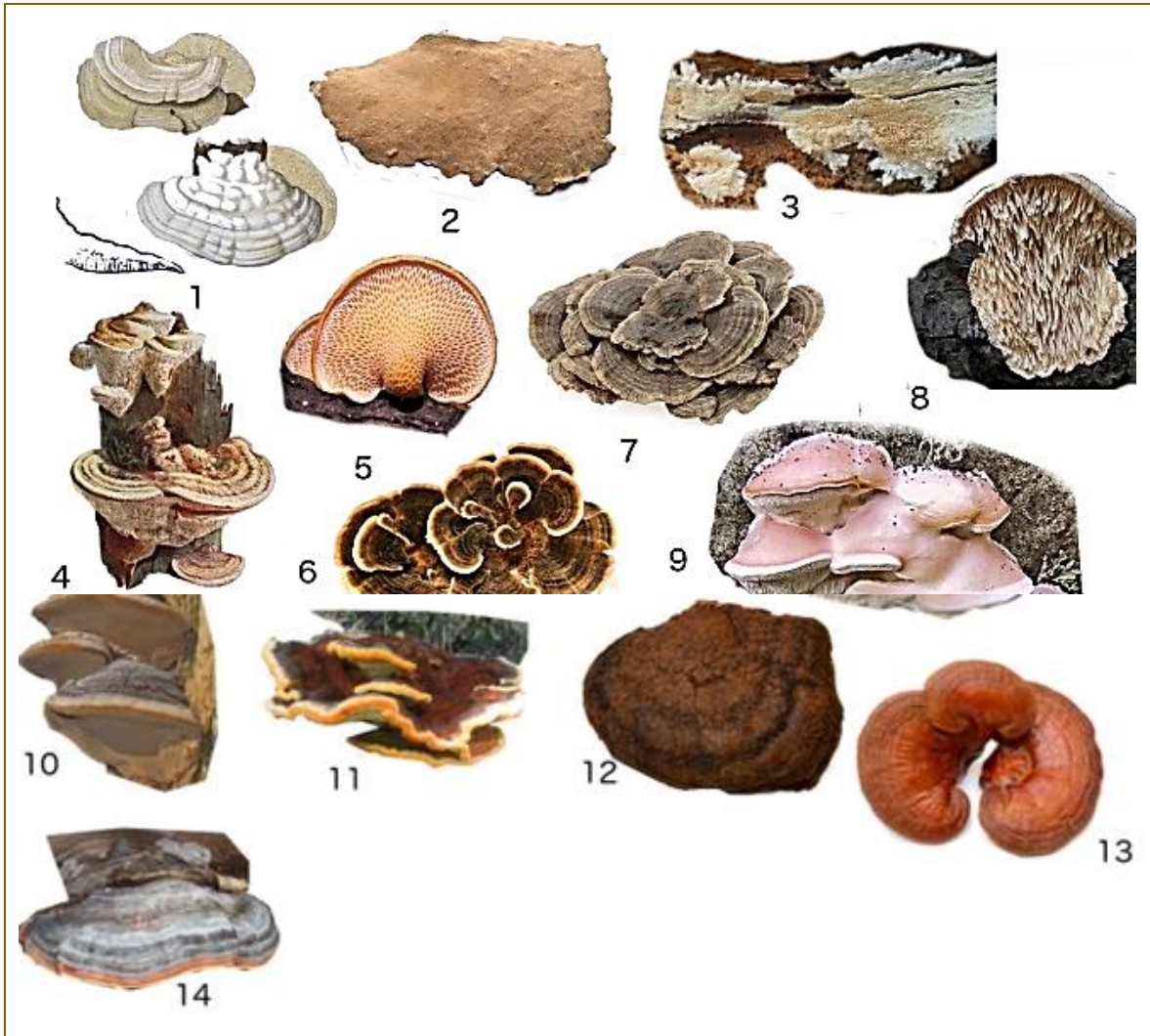


Fig. 152 : Champignons à réceptacle en console.

1. *Lenzites* sp. | 2. *Irpex* sp. | 3. *Sistotrema* sp. | 4. *Daedalea* sp. | 5. *Hexagona* sp. | 6. *Trametes* sp. | 7. *Coriolus* sp. | 8. *Spongipellis* sp. | 9. *Leptoporus* sp. | 10. *Phellinus* sp. | 11. *Phaeolus* sp. | 12. *Xanthochrous* sp. | 13. *Ganoderma* sp. | 14. *Fomes* sp.

⇒ **Avec lamelles** : *Lenzites* sp. (Fig. 152.1).

⇒ **Avec aiguillons** complètement libres entre eux (*Irpex* sp. (Fig. 152.2)) ou avec aiguillons soudés à la base (*Sistotrema* sp. : Fig. 152.3).

⇒ **Avec pores** :

- ✓ Tubes ne forment pas une couche distincte de la chair :
- Chair composée de deux parties, l'inférieure dure, la supérieure molle, hyménium labyrinthiforme (*Daedalea* : Fig. 152.4).

- Chair homogène ; à pores hexagonaux très grands, surface croûteuse (***Hexagona sp.* : Fig. 152.5**), à pores moyens (***Trametes sp.* : Fig. 152.6**) et à pores petits (***Coriolus sp.* : Fig. 152.7**).
- ✓ Couche de l'hyménium distincte de la chair :
 - Chapeau spongieux, hispide (***Spongipellis sp.* : Fig. 152.8**), surface glabre (***Leptoporus sp.* : Fig. 152.9**).
 - Chair souvent pluriannuel, tubes stratifiés, croûteux avec l'âge, spores blanches (***Phellinus sp.* : Fig. 152.10**)) ou espèces annuelles, sans croûte à spores blanches (***Phaeolus sp.* : Fig. 152.11**) ou à spores jaunâtres (***Xanthochrous sp.* : Fig. 152.12**).
- ✓ Couche de l'hyménium distincte de la chair dure, ligneuse, surface croûteuse, lisse : croûte luisante, spores brunes (***Ganoderma sp.* : Fig. 152.13**) ou carpophores volumineux, spores blanches (***Ungulina sp. – Fomes sp.* : Fig. 152.14**).

Ann. 4 : Liste des champignons supérieurs identifiés dans la subéraie à *Quercus suber*.

Ascomycètes			
<i>Arachnopeziza trabinelloides</i>	<i>Elaphomyces citrinus</i>	<i>Peziza petersii</i>	<i>Tarsetta cupularis</i>
<i>Choiromyces gangliiformis</i>	<i>Elaphomyces mutabilis</i>	<i>Plectania platensis</i>	<i>Tuber asa</i>
<i>Choiromyces magnusii</i>	<i>Genea cerebriformis</i>	<i>Psilachnum asemum</i>	
<i>Delastria javieri</i>	<i>Helvella corium</i>	<i>Sarcoscypha austriaca</i>	
<i>Delastria liebanensis</i>	<i>Peziza echinospora</i>	<i>Spathularia nigripes</i>	
Basidiomycètes			
<i>Agaricus benesii</i>	<i>Cortinarius contractus</i>	<i>Hygrocybe obrussea</i>	<i>Panus conchatus</i>
<i>Agaricus bitorquis</i>	<i>Cortinarius contui</i>	<i>Hygrocybe quieta</i>	<i>Paxillus rubicundulus</i>
<i>Agaricus depauperatus</i>	<i>Cortinarius delaportei</i>	<i>Hygrophorus coccineus</i>	<i>Perenniporia ochroleuca</i>
<i>Agaricus sylvaticus</i>	<i>Cortinarius depallens</i>	<i>Hygrophorus erubescens</i>	<i>Phaeoclavulina clavarioides</i>
<i>Agaricus meleagris</i>	<i>Cortinarius erugatus</i>	<i>Hypholoma ericaeum</i>	<i>Phallus duplicatus</i>
<i>Agrocybe arvalis</i>	<i>Cortinarius flavescentium</i>	<i>Hysterangium inflatum</i>	<i>Phellinopsis conchata</i>
<i>Agrocybe paludosa</i>	<i>Cortinarius galeobdolon</i>	<i>Inocybe amethystina</i>	<i>Pholiota conissans</i>
<i>Agrocybe semiorbicularis</i>	<i>Cortinarius illibatus</i>	<i>Inocybe bresadolae</i>	<i>Pholiota spumosa</i>
<i>Agrocybe splendidoides</i>	<i>Cortinarius largus</i>	<i>Inocybe gausapata</i>	<i>Pleurotus ferulae</i>
<i>Alnicola melinoides</i>	<i>Cortinarius maculosus</i>	<i>Inocybe glabrodisca</i>	<i>P. ostreatus f. subalutaceus</i>
<i>Amanita argentea</i>	<i>Cortinarius olivascentium</i>	<i>Inocybe grammata</i>	<i>Pluteus boudieri</i>
<i>Amanita cistetorum</i>	<i>Cortinarius patibilis</i>	<i>Inocybe haemacta</i>	<i>Pluteus curtisii</i>
<i>Amanita magnivolva</i>	<i>Cortinarius pseudoprivignus</i>	<i>Inocybe halophila</i>	<i>Pluteus cyanopus</i>
<i>A. muscaria var. inzeanae</i>	<i>Cortinarius rickenianus</i>	<i>Inocybe lanuginosa</i>	<i>Pluteus hiatalis</i>
<i>Amanita sprete</i>	<i>Cortinarius rickenii</i>	<i>Inocybe obscura</i>	<i>Pluteus pellitus</i>
<i>Amanita submembranacea</i>	<i>Cortinarius rigidus</i>	<i>Inocybe olida</i>	<i>Psathyrella sarcocephala</i>
<i>Boletopsis leucomelas</i>	<i>Cortinarius roberti-henrici</i>	<i>Inocybe rocabrunae</i>	<i>Pycnoporus coccineus</i>
<i>Boletus mamorensis</i>	<i>Cortinarius rubricosus</i>	<i>Inonotus cuticularis</i>	<i>Ramariopsis kunzei</i>
<i>Bovista furfuracea</i>	<i>Cortinarius rugosus</i>	<i>Inosperma quietiodor</i>	<i>Rhizopogon ochraceorubens</i>
<i>Byssomerulius corium</i>	<i>Cortinarius scutulatus</i>	<i>Irpex lacteus</i>	<i>Rigidoporus ulmarius</i>
<i>Camarophyllopsis phaeoxantha</i>	<i>Cortinarius xerophilus</i>	<i>Laccaria laccata var. lutea</i>	<i>Ripartites metrodii</i>
<i>Catathelasma imperiale</i>	<i>Cotylidia pannosa</i>	<i>Lactarius albocarneus</i>	<i>Rugosomyces fallax</i>
<i>Cellulariella warnieri</i>	<i>Craterellus cinereus</i>	<i>Lactarius circellatus</i>	<i>Russula amethystina</i>
<i>Clitocybe leucodiatreta</i>	<i>craterellus melanoxeros</i>	<i>Lactarius luteolus</i>	<i>Russula badia</i>
<i>Clitopilus caelatus</i>	<i>Deconica inquilina</i>	<i>Lactarius pterosporus</i>	<i>Russula cavipes</i>
<i>Clitopilus pleuroteloides</i>	<i>Entoloma atrocoeruleum</i>	<i>Lactarius torminosus</i>	<i>Russula cicatricata</i>
<i>Coltricia cinnamomea</i>	<i>Entoloma conferendum</i>	<i>Lactifluus bertillonii</i>	<i>Russula emeticicolor</i>
<i>Connopus acervatus</i>	<i>Entoloma griseoluridum</i>	<i>Lactifluus glaucescens</i>	<i>Russula firmula</i>
<i>Conocybe ambigua</i>	<i>Entoloma lampropus</i>	<i>Lactifluus luteolus</i>	<i>Russula illota</i>
<i>Conocybe moseri</i>	<i>Entoloma malenconii</i>	<i>Lenzites flaccida</i>	<i>Russula integra</i>
<i>Conocybe pubescens</i>	<i>Entoloma philocistus</i>	<i>Lepiota farinolens</i>	<i>Russula intermedia</i>
<i>Conocybe rickeniana</i>	<i>Entoloma pleopodium</i>	<i>Lepiota sublaevigata</i>	<i>R. lilacea var. carnicolor</i>
<i>Conocybe rubiginosa</i>	<i>Entoloma subradiatum</i>	<i>Leucoagaricus sericifer</i>	<i>Russula mollis</i>
<i>Contumyces rosellus</i>	<i>Gymnopilus liquiritiae</i>	<i>Lyophyllum atratum</i>	<i>R. persicina var. rubrata</i>
<i>Coprinopsis jonesii</i>	<i>Gymnopilus luteofolius</i>	<i>Lyophyllum carbonarium</i>	<i>Russula prinophila</i>
<i>Cortinarius angelesianus</i>	<i>Gymnopilus norfolkensis</i>	<i>Lyophyllum crassipodium</i>	<i>Russula pseudoaffinis</i>
<i>Cortinarius aureocistophilus</i>	<i>Gymnopilus pampeanus</i>	<i>Lyophyllum ulmarius</i>	<i>Russula renidens</i>
<i>Cortinarius ayanamii</i>	<i>G. spectabilis var. junonia</i>	<i>Macrolepiota var. squarrosa</i>	<i>Russula romellii f. alba</i>
<i>Cortinarius balteatus</i>	<i>Gymnopus graveolens</i>	<i>M. excoriata var. typica</i>	<i>Russula sgrata</i>
<i>Cortinarius castaneus</i>	<i>Gymnopus inusitata</i>	<i>Macrolepiota phaeodisca</i>	<i>Russula sphagnophila</i>
<i>Cortinarius cephalixus</i>	<i>Gymnopus lanipes</i>	<i>Marasmius var. microsporus</i>	<i>Russula versicolor</i>
<i>C. cinnamomeolutescens</i>	<i>Gyroporus subalbellus</i>	<i>Melanoleuca adstringens</i>	<i>Russula var. intensior</i>
<i>Cortinarius cliduchus</i>	<i>Hebeloma pusillum</i>	<i>Mycena carneofusca</i>	<i>Russula veteriosa</i>
<i>Cortinarius cliduchus</i>	<i>Hydnum ovoideisporum</i>	<i>Mycenella lasiosperma</i>	<i>Russula violacea</i>
<i>C. coeruleopallescens</i>	<i>Hydopus var. luteipes</i>	<i>Panaeolus retirugis</i>	<i>Russula viscida</i>

Basidiomycètes (suite) ...			
<i>Russula zvarae</i>	<i>Steccherinum Bourdotii</i>	<i>Tricholoma albidum</i>	<i>Xanthoporia radiata</i>
<i>Sarcodontia pachyodon</i>	<i>Stereum subpileatum</i>	<i>T. saponaceum</i> var. <i>napipes</i>	
<i>Sarcodontia spumea</i>	<i>Stereum subtomentosum</i>	<i>T. saponaceum</i> var. <i>squamosum</i>	
<i>Sphaerobolus stellatus</i>	<i>Suillus grevillei</i>	<i>Tricholoma scioides</i>	

Ann. 5 : Liste des champignons supérieurs identifiés dans la zénaie à *Quercus faginea* et *Q. canariensis*.

Ascomycètes			
<i>Microglossum nudipes</i>	<i>Mollisia ligni</i>	<i>Daldinia concentrica</i>	<i>Peziza elaeocarpa</i>
Basidiomycètes			
<i>Amanita beckeri</i>	<i>Cortinarius gracilior</i>	<i>Inocybe nobilis</i>	<i>Panellus melleo-ochraceus</i>
<i>Amanita virosa</i>	<i>Cortinarius odoratus</i>	<i>Inonotus rheades</i>	<i>Phaeoclavulina broomei</i>
<i>Bolbitius reticulatus</i>	<i>Cortinarius rapaceoides</i>	<i>Laccaria striatula</i>	<i>Pluteus diettrichii</i>
<i>Calvatia gigantea</i>	<i>Grifola umbellata</i>	<i>Lactarius britannicus</i>	<i>Pluteus inquilinus</i>
<i>Cerioporus varius</i>	<i>Hebeloma fusisporum</i>	<i>Lactarius glycosmus</i>	<i>Ramaria flavosalmonicolor</i>
<i>Coprinopsis bellula</i>	<i>Hericium cirrhatum</i>	<i>Lyophyllum anthracophilum</i>	<i>Roridomyces roridus</i>
<i>Coprinopsis melanthinia</i>	<i>Hygrocybe pseudoconica</i>	<i>Lyophyllum striaepileum</i>	<i>Russula rutila</i>
<i>Coprinopsis stercoreus</i>	<i>Hygrophorus</i> var. <i>quercetorum</i>	<i>Mycena bertaultiana</i>	
<i>Cortinarius fragrantior</i>	<i>Inocybe metrodii</i>	<i>Mycena venustula</i>	

Ann. 6 : Liste des champignons supérieurs identifiés dans la zénaie à *Quercus pyrenaica*.

Ascomycètes			
<i>Elaphomyces muricatus</i>	<i>Plectania melastoma</i>		
Basidiomycètes			
<i>Amanita phalloides</i> var. <i>alba</i>	<i>Simocybe tetraspora</i>	<i>Inocybe ovatocystis</i>	<i>Imperator torosus</i>
<i>Cortinarius atrovirens</i>	<i>Entoloma lanicum</i>	<i>Lyophyllum fallax</i>	<i>Hygrophoropsis pallida</i>
<i>Cortinarius atrovirens</i>	<i>Entoloma nitidum</i>	<i>Tricholomella constricta</i>	<i>Ramaria sanguinea</i>
<i>Cortinarius caesiocyaneus</i>	<i>Laccaria affinis</i>	<i>Mycena austromaculata</i>	<i>Ramaria subbotrytis</i>
<i>Cortinarius candelaris</i>	<i>Hygrocybe reae</i>	<i>Mycena maculata</i>	<i>Lactarius ruginosus</i>
<i>Cortinarius candelaris</i>	<i>Hygrocybe subpapillata</i>	<i>Psathyrella lacrymabunda</i>	<i>Russula clariana</i>
<i>Cortinarius cinnabarinus</i>	<i>Hygrophorus cantharellus</i>	<i>Hypholoma elongatum</i>	<i>Russula melzeri</i>
<i>Cortinarius lutulentus</i>	<i>Hygrophorus penarioides</i>	<i>Hypholoma epixanthum</i>	<i>Russula roseipes</i>
<i>Cortinarius subturbinatus</i>	<i>Hebeloma collariatum</i>	<i>Hypholoma ericaeoides</i>	<i>Hydnellum peckii</i>
<i>Cortinarius triformis</i>	<i>Hebeloma theobrominum</i>	<i>Infundibulicybe trulliformis</i>	
<i>Cortinarius vesperinus</i>	<i>Psilocybe cyanescens</i>	<i>Leucocortinarius bulbiger</i>	
<i>Crepidotus versutus</i>	<i>Inocybe jacobi</i>	<i>Boletus speciosus</i>	

Ann. 7 : Liste des champignons supérieurs identifiés dans la chênaie verte à *Quercus rotundifolia*.

Ascomycètes			
<i>Cheilymenia theleboloides</i>	<i>Glutinoglossum glutinosum</i>	<i>Pachyella violaceonigra</i>	<i>Tuber rapaeorum</i>
<i>Daleomyces badioides</i>	<i>Helvella pezizoides</i>	<i>Peziza domiciliana</i>	<i>Tuber uncinatum</i>
<i>Fischerula macrospora</i>	<i>Helvella pithyophila</i>	<i>Peziza micropus</i>	<i>Verpa bohemica</i>
<i>Genea lespiaultii</i>	<i>Helvella queletiana</i>	<i>Tuber excavatum</i> var. <i>sulphureum</i>	
<i>Geopora foliacea</i>	<i>Legaliana muscicola</i>	<i>Tuber fulgens</i>	
<i>Geopora nicaeensis</i>	<i>Morchella dunali</i>	<i>Tuber mesentericum</i>	
Basidiomycètes			
<i>Agaricus abruptibulbus</i>	<i>Amanita separata</i>	<i>Calocybe ionides</i>	<i>Clitocella fallax</i>
<i>Agaricus bernardii</i>	<i>Amanita supravolvata</i>	<i>Camarophyllopsis foetens</i>	<i>Clitocybe gallinacea</i>
<i>Agaricus iodosmus</i>	<i>Antrodiella pallescens</i>	<i>Camarophyllopsis phaeophylla</i>	<i>Clitocybe metachroides</i>
<i>Agaricus</i> var. <i>lepiotoides</i>	<i>Arrhenia oniscus</i>	<i>Cantharellus ferruginascens</i>	<i>Clitocybe truncicola</i>
<i>Amanita fulvoides</i>	<i>Boletus fetchneri</i>	<i>Cantharellus ilicis</i>	<i>Conocybe arrhenii</i>
<i>Amanita oblongospora</i>	<i>Boletus venturii</i>	<i>Clavaria pullei</i>	<i>Conocybe coprophila</i>

Basidiomycètes (suite) ...			
<i>Coprinellus impatiens</i>	<i>Disciseda bovista</i>	<i>Hygrocybe parvula</i>	<i>Melanogaster broomeianus</i>
<i>Coprinellus marculentus</i>	<i>Entoloma chalybaeum</i>	<i>Hygrophorus lindtneri</i>	<i>Melanophyllum</i>
<i>Coprinopsis spelaiophila</i>	<i>Entoloma var. pusillum</i>	<i>Hygrophorus var. fuscovinosus</i>	<i>haematospermum</i>
<i>Coprinus alopecius</i>	<i>Entoloma dichroum</i>	<i>Hymenogaster bulliardi</i>	<i>Melanogaster tuberiformis</i>
<i>Cortinarius arquatus</i>	<i>Entoloma exile</i>	<i>Hymenogaster citrinus</i>	<i>Melanotus hepatochrous</i>
<i>Cortinarius aurantiorufus</i>	<i>Entoloma griseocyaneum</i>	<i>Hymenogaster luteus</i>	<i>Mycena crocata</i>
<i>Cortinarius var. violascens</i>	<i>Entoloma incanum</i>	<i>Hymenogaster lycoperdineus</i>	<i>Mycena diosma</i>
<i>Cortinarius caesiocortinatus</i>	<i>Entoloma inutile</i>	<i>Hymenogaster olivaceus</i>	<i>Mycena flavescens</i>
<i>Cortinarius chevassutii</i>	<i>Entoloma lividocyanulum</i>	<i>Hymenogaster vulgaris</i>	<i>Mycena leucogala</i>
<i>Cortinarius cinereobrunneolus</i>	<i>Entoloma occultopigmentatum</i>	<i>Hymenopellis xeruloides</i>	<i>Mycena supina</i>
<i>Cortinarius claricolor</i>	<i>Entoloma phaeocyathus</i>	<i>Hysterangium stoloniferum</i>	<i>Parasola hercules</i>
<i>Cortinarius coerulescentium</i>	<i>Flammulaster granulosus</i>	<i>Inocybe belleri</i>	<i>Phloeomana hiemalis</i>
<i>Cortinarius decoloratus</i>	<i>Flammulaster limulatus</i>	<i>Inocybe var. megalospora</i>	<i>Pluteus phlebophorus</i>
<i>Cortinarius dibaphus</i>	<i>Flammulaster rhombosporus</i>	<i>Inocybe subtrivialis</i>	<i>Psathyrella impexa</i>
<i>Cortinarius flexipes var. inolens</i>	<i>Galerina heterocystis</i>	<i>Inocybe tarda</i>	<i>Psathyrella ochracea</i>
<i>Cortinarius inusitatus</i>	<i>Galerina pumila</i>	<i>Inosperma erubescens</i>	<i>Pseudoclitopilus rhodoleucus</i>
<i>Cortinarius mucosus</i>	<i>Gautieria morchelliformis</i>	<i>Laccaria bisporigera</i>	<i>Ramariopsis pulchella</i>
<i>Cortinarius nymphi-color</i>	<i>Geastrum campestre</i>	<i>Lactarius cremor</i>	<i>Russula citrina</i>
<i>Cortinarius pachypus</i>	<i>Geastrum kotlabae</i>	<i>Lactarius pallidus</i>	<i>Russula decolorans</i>
<i>Cortinarius platypus</i>	<i>Gymnopus pubipes</i>	<i>Lepiota kuehneri</i>	<i>Russula var. albocretacea</i>
<i>Cortinarius sancti-felici</i>	<i>Hebeloma candidipes</i>	<i>Lepiota lepida</i>	<i>Skeletocutis nivea</i>
<i>Cortinarius scaurus</i>	<i>Hebeloma eburneum</i>	<i>Lepiota pyrochroa</i>	<i>Suillellus comptus</i>
<i>Cortinarius sciophyllus</i>	<i>Hebeloma fragilipes</i>	<i>Lepiota rufipes</i>	<i>Suillellus mendax</i>
<i>Cortinarius suaveolens</i>	<i>Hemimycena tortuosa</i>	<i>Lepista nuda var. tridentina</i>	<i>Thelephora palmata</i>
<i>Cortinarius suillus</i>	<i>Hydnangium carneum</i>	<i>Leucoagaricus carneifolius</i>	<i>Tulostoma kotlabae</i>
<i>Cortinarius turgidus</i>	<i>Hydopus scabripes</i>	<i>Leucoagaricus serenus</i>	<i>Xylobolus subpileatus</i>
<i>Cortinarius veraprilis</i>	<i>Hygrocybe citrinofusca</i>	<i>Leucopaxillus lepistoides</i>	
<i>Crepidotus applanatus</i>	<i>Hygrocybe marchii</i>	<i>Melanogaster ambiguus</i>	

Ann. 8 : Liste des champignons supérieurs identifiés dans la cédraie à *Cedrus atlantica*

Ascomycètes			
<i>Helvella helvellula</i>	<i>Neourmula pouchetii</i>	<i>Morchella purpurascens</i>	
Basidiomycètes			
<i>Agaricus subfloccosus</i>	<i>Gomphus crassipes</i>	<i>Lepiota fulvella</i>	<i>Pleurotus luteosaturatus</i>
<i>Boletopsis grisea</i>	<i>Gymnopilus sapineus</i>	<i>Lepiota subfelinoides</i>	<i>Ramaria flavicolor</i>
<i>Bovista nigrescens</i>	<i>Hebeloma circinans</i>	<i>Leucoagaricus pseudocinerascens</i>	<i>Ramaria praecox</i>
<i>Calvatia lilacina</i>	<i>Hebeloma favrei</i>	<i>Leucopaxillus barbarus</i>	<i>Russula sublevispora</i>
<i>Cantharellus alborufescens</i>	<i>Hebeloma flammuloides</i>	<i>Melanoleuca nivea</i>	<i>Russula subterfucata</i>
<i>Clitopilus cedretorum</i>	<i>Hygrophorus insipida</i>	<i>Mycena adonis</i>	<i>Tricholoma anatolicum</i>
<i>Cortinarius argentatus</i>	<i>Hygrophorus marzuolus</i>	<i>Mycena flos-nivium</i>	<i>Tricholoma cedretorum</i>
<i>Echinoderma eriophorum</i>	<i>Inocybe incarnata</i>	<i>Paralepista flaccida var. fibrillose</i>	<i>Tricholoma matsutake</i>
<i>Gamundia pseudoclusilis</i>	<i>Inocybe sambucina</i>	<i>Paralepistopsis amoenolens</i>	<i>Tricholoma nauseosum</i>
<i>Ganoderma lucidum var. resinaceum</i>	<i>Inocybe tristis</i>	<i>Pholiota highlandensis var. citrinosquamulosa</i>	

Ann. 9 : Liste des champignons supérieurs identifiés dans la pinède à *Pinus halepensis*, à *P. pinaster* et à *P. nigra*.

Ascomycètes			
Pinède à <i>Pinus halepensis</i>			
<i>Genea brunneocarpa</i>	<i>Hydnotrya tulasnei</i>	<i>Peziza tenacella</i>	<i>Tuber sphaerospermum</i>
<i>Geoscypha ampelina</i>	<i>Peziza brullneoatra</i>	<i>Tuber ferrugineum</i>	
Pinède à <i>Pinus pinaster</i>			
<i>Helvella fibrosa</i>	<i>Helvella sulcata</i>	<i>Rhizina undulata</i>	<i>Terfezia arenaria</i>

Pinède à <i>Pinus nigra</i>			
<i>Balsamia polysperma</i>	<i>Mollisia melaleuca</i>	<i>Morchella magnispora</i>	<i>Tuber dryophilum</i>
<i>Helvella queletii</i>	<i>Morchella conifericola</i>	<i>Sowerbyella reguisii</i>	<i>Tuber macrosporum</i>
Basidiomycètes			
Pinède à <i>Pinus halepensis</i>			
<i>Agaricus nivescens</i>	<i>Coprinopsis strossmayeri</i>	<i>Lepiota parvannulata</i>	<i>Psathyrella subatrata</i>
<i>Agaricus pilatianus</i>	<i>Cortinarius camphoratus</i>	<i>Leucoagaricus variicolor</i>	<i>Pseudoclitocybe cyathiformis</i>
<i>Albatrellus confluens</i>	<i>Cystolepiota eriophora</i>	<i>Leucocybe candicans</i>	<i>Pycnoporellus fulgens</i>
<i>Amaropostia stiptica</i>	<i>Deconica montana</i>	<i>Melanoleuca subbrevipes</i>	<i>Ramaria decurrens</i>
<i>Battarreia phalloides</i>	<i>Flammulina velutipes f. longispora</i>	<i>Melanoleuca subexcentrica</i>	<i>Ramariopsis crocea</i>
<i>Boletopsis subsquamosa</i>	<i>Galerina vittiformis var. pachyspora</i>	<i>Melanoleuca sublanipes</i>	<i>Rhizopogon marchii</i>
<i>Calocybe persicolor</i>	<i>Gymnopus luxurians</i>	<i>Melanoleuca melaleuca</i>	<i>Russula brunneoviolacea</i>
<i>Chamaemyces carmelensis</i>	<i>Hemimycena conidiogena</i>	<i>Mycena galopus</i>	<i>Russula torulosa fo. luteovirens</i>
<i>Climacocystis borealis</i>	<i>Hygrocybe intermedia</i>	<i>Mycena pura</i>	<i>Stropharia cyanea</i>
<i>Clitocybe cerussata</i>	<i>Hygrophorus ligatus</i>	<i>Mycena zephirus</i>	<i>Suillus alboflocculosus</i>
<i>Clitocybe harmajae</i>	<i>Hygrophorus pustulatus</i>	<i>Mycenella salicina</i>	<i>Suillus alkaliaurantians</i>
<i>Clitocybe senilis</i>	<i>Inocybe canescens</i>	<i>Phallo-gaster saccatus</i>	<i>Suillus obscurus</i>
<i>Conocybe aporos</i>	<i>Inocybe decipiens</i>	<i>Phallus hadriani</i>	<i>Suillus plorans</i>
<i>Conocybe fuscimarginata</i>	<i>Inocybe leucoblema</i>	<i>Pholiota castanea</i>	<i>Volvariella pusilla</i>
<i>Conocybe singeriana</i>	<i>Inocybe poujolii</i>	<i>Pholiota decussata</i>	
<i>Coprinellus bipellis</i>	<i>Inocybe squarrosa</i>	<i>Pluteus depauperatus</i>	
Pinède à <i>Pinus pinaster</i>			
<i>Agaricus cupreobrunneus</i>	<i>Cortinarius saniosus</i>	<i>Hemimycena pseudogracilis</i>	<i>Mycena silvae-nigrae</i>
<i>Agaricus gennadii</i>	<i>Cortinarius veneris</i>	<i>Hydnellum aurantiacum</i>	<i>Mycena ustalis</i>
<i>Agaricus var. fuscusquamatus</i>	<i>Crepidotus subverrucisporus</i>	<i>Inocybe abietis</i>	<i>Mycena viridimarginata</i>
<i>Agrocybe arenaria</i>	<i>Entoloma dysthales</i>	<i>Inocybe acuta</i>	<i>Mycetinis scorodoni</i>
<i>Agrocybe vervacti</i>	<i>Entoloma infula</i>	<i>Inocybe dunensis</i>	<i>Neoboletus erythropus</i>
<i>Alnicola subconspersa</i>	<i>Entoloma saundersii</i>	<i>Inocybe pseudo-orbata</i>	<i>Neolentinus lepideus</i>
<i>Buchwaldoboletus hemichrysus</i>	<i>Entoloma triste</i>	<i>Inocybe rufoalba</i>	<i>Phaeolepiota aurea</i>
<i>Buchwaldoboletus sphaerocephalus</i>	<i>Entoloma versatile</i>	<i>Inocybe squamata</i>	<i>Pholiota squarrosoides</i>
<i>Callistosporium luteo-olivaceum</i>	<i>Flammula alnicola</i>	<i>Inosperma calamistratum</i>	<i>Protostropharia luteonitens</i>
<i>Calyptella capula</i>	<i>Galerina embolus</i>	<i>Lactarius resimus</i>	<i>Psathyrella chondroderma</i>
<i>Cantharellula umbonata</i>	<i>Galerina fallax</i>	<i>Marasmius collinus</i>	<i>Ramaria comitis</i>
<i>Clitocybe augeana</i>	<i>Galerina paludosa</i>	<i>Marasmius curreyi</i>	<i>Rhizopogon corsicus</i>
<i>Clitocybe subalutacea</i>	<i>Galerina uncialis</i>	<i>Marasmius wettsteinii</i>	<i>Rickenella mellea</i>
<i>Connopus acervatus</i>	<i>Gautieria graveolens</i>	<i>Mycena ammoniaca</i>	<i>Sarcodon squamosus</i>
<i>Cortinarius acutus</i>	<i>Gymnopilus picreus</i>	<i>Mycena var. atroviscosa</i>	<i>Skeletocutis amorpha</i>
<i>Cortinarius pseudocolus</i>	<i>Hebeloma populinum</i>	<i>Mycena pseudopicta</i>	<i>Tricholoma colossus</i>
<i>Cortinarius romagnesii</i>	<i>Hebeloma psammophilum</i>	<i>Mycena rosella</i>	
Pinède à <i>Pinus nigra</i>			
<i>Artomyces pyxidatus</i>	<i>Cortinarius fasciatus</i>	<i>Hebeloma birrum</i>	<i>Lactarius deterrimus</i>
<i>Bankera violascens</i>	<i>Cortinarius herbarum</i>	<i>Hemimycena delectabilis</i>	<i>Marasmiellus pseudogracilis</i>
<i>Butyriboletus subappendiculatus</i>	<i>Cortinarius osmophorus</i>	<i>Hemimycena pithya</i>	<i>Mycena olivaceomarginata</i>
<i>Calocybe chrysenteron</i>	<i>Cortinarius renidentoides</i>	<i>Hydnellum joeides</i>	<i>Mycena plumipes</i>
<i>Chroogomphus helveticus</i>	<i>Cortinarius solitarius</i>	<i>Hydnellum spongiosipes</i>	<i>Pluteus umbrosus</i>
<i>Clitocybe asterospora</i>	<i>Cortinarius spadiceus</i>	<i>Hygrophorus atramentosus</i>	<i>Russula paludosa</i>
<i>Clitocybe foetens</i>	<i>Cortinarius subtortus</i>	<i>Hygrophorus aureus</i>	<i>Russula vinosa</i>
<i>Cortinarius amarescens</i>	<i>Cortinarius triumphans</i>	<i>Hysterangium separabile</i>	<i>Strobilurus tenacellus</i>
<i>Cortinarius amigochrous</i>	<i>Dendrocollybia racemosa</i>	<i>Inocybe striata</i>	<i>Suillus viscidus</i>
<i>Cortinarius crocolitus</i>	<i>Entoloma farinasprellum</i>	<i>Ischnoderma benzoinum</i>	
<i>Cortinarius depressus</i>	<i>Entoloma scabrosum</i>	<i>Laccaria tortilis</i>	

Ann. 10 : Liste des champignons supérieurs identifiés dans la sapinière à *Abies maroccana*.

Ascomycètes			
<i>Capitotricha bicolor</i>	<i>Lachnellula occidentalis</i>	<i>Lachnellula robusta</i>	<i>Patinellaria sanguinea</i>
<i>Discina geogenius</i>	<i>Lachnellula resinaria</i>	<i>Lachnum virgineum</i>	<i>Scutellinia crinita</i>
Basidiomycètes			
<i>Agaricus leucotrichus</i>	<i>Geastrum melanocephalum</i>	<i>Inocybe hypophaea</i>	<i>Pholiota aurivella</i>
<i>Conocybe blattaria</i>	<i>Hemimycena pithyophila</i>	<i>Lentinellus vulpinus</i>	<i>Picipes melanopus</i>
<i>Conocybe peronata</i>	<i>Heterobasidion abietinum</i>	<i>Melanoleuca decembris</i>	<i>Pluteus pouzarianus</i>
<i>Conocybe pilosella</i>	<i>Hohenbuehelia cyphelliformis</i>	<i>Melanoleuca strictipes</i>	<i>Psathyrella orbitarum</i>
<i>Coprinellus amphithallus</i>	<i>Hygrophorus olivaceoalbus</i>	<i>Neolentinus adhaerens</i>	<i>Tulostoma melanocyce</i>
<i>Entoloma alliodorum</i>	<i>Inocybe catalaunica</i>	<i>Panellus violaceofulvus</i>	

Ann. 11 : Liste des champignons supérieurs identifiés dans la Tétracinaie à *Tetraclinis articulata*.

Ascomycètes	Basidiomycètes
<i>Perrotia flammea</i>	<i>Lactarius pubescens</i>

Ann. 12 : Liste des champignons supérieurs identifiés dans la junipéraie à *Juniperus phoenicea*.

Ascomycètes			
<i>Peziza ammophila</i>			
Basidiomycètes			
<i>Agaricus aridicola</i>	<i>Gymnopus fagiphilus</i>	<i>Mycenella margaritispora</i>	<i>Tubaria pseudoconspersa</i>
<i>Beenakia fricta</i>	<i>Leucoagaricus gauguei</i>	<i>Panaeolus dunensis</i>	<i>Tulostoma giovanellae</i>
<i>Gymnopus brassicolens</i>	<i>Mycena juniperina</i>	<i>Rhizocybe vermicularis</i>	

Ann. 13 : Liste des champignons supérieurs identifiés dans l'Oléastraie à *Olea europea*.

Ascomycètes			
<i>Marcelleina persoonii</i>	<i>Peziza fimeti</i>	<i>Sowerbyella rhenana</i>	
<i>Peziza ampelina</i>	<i>Scutellinia hirtella</i>		
Basidiomycètes			
<i>Calvatia candida</i>	<i>Hygrocybe ovina</i>	<i>Melanoleuca congregata</i>	<i>Stereum repandum</i>
<i>Coprinellus congregatus</i>	<i>Limacellopsis guttata</i>	<i>Rhodotus palmatus</i>	

Ann. 14 : Liste des Ascomycètes supérieurs identifiés dans les différentes formations végétales (FV).

1 : Sapinière à *Abies maroccana* | 2 : Cédraie à *Cedrus atlantica* | 3 : junipéraie à *Juniperus phoenicea* | 4 : Oléastraie à *Olea europea* | 5 : Pinède à *Pinus halepensis* | 6 : Pinède à *Pinus nigra* | 7 : Pinède à *Pinus pinaster* | 8 : Zénaie à *Quercus faginea* et *Q. canariensis* | 9 : Tauzaie à *Quercus pyrenaica* | 10 : Chênaie verte à *Quercus rotundifolia* | 11 : Subéraie à *Quercus suber* | 12 : Tetracinaie à *Tetraclinis articulata*

Nome scientifique	FV	Nome scientifique	FV	Nome scientifique	FV
<i>Aleuria aurantia</i>	1,5,6,8-11	<i>Helvella ephippium</i>	1,6	<i>Peziza repanda</i>	2,10,11
<i>Arachnopeziza aurelia</i>	7,8,11	<i>H. juniperi</i>	2,3,5,10,11	<i>P. saccardiana</i>	5,10,11
<i>Balsamia vulgaris</i>	5,6,10,11	<i>H. lacunosa</i>	1,3-5,7,8,10-12	<i>P. saniosa</i>	5,7,11
<i>Bisporella citrina</i>	8,10,11	<i>H. leucomelaena</i>	1,4-8,10,11	<i>P. varia</i>	5,8,10,11
<i>B. sulfurina</i>	8,10	<i>H. leucopus</i>	7,8,10,11	<i>P. vesiculosa</i>	4,7,10,11
<i>Bulgaria inquinans</i>	1,4,8,11	<i>H. macropus</i>	1,7,8,11	<i>P. violacea</i>	1,6,7,9
<i>Caloscypha fulgens</i>	1,10	<i>H. solitaria</i>	9-11	<i>Picoa juniperi</i>	5,10,11
<i>Cheilymenia stercorea</i>	1,7,8,10-12	<i>H. unicolor</i>	5,6,10	<i>Pithya cupressina</i>	2,3
<i>Chlorociboria aeruginosa</i>	1,10	<i>H. villosa</i>	4,10	<i>P. vulgaris</i>	1,6
<i>Ciboria batschiana</i>	8,11	<i>Humaria hemisphaerica</i>	5-8,10,11	<i>P. endocarpoides</i>	1,5,7,9,11
<i>C. rufofusca</i>	1,5,7	<i>Lachnellula subtilissima</i>	1,5,7	<i>Pseudopithyella minuscula</i>	1,2
<i>Cordyceps militaris</i>	4,5,7,8,11	<i>Leotia lubrica</i>	5,7,8,10,11	<i>Pseudoplectania nigrella</i>	9,11
<i>Delastria evae</i>	7,9-11	<i>Melastiza cornubiensis</i>	5,7,11	<i>Rutstroemia firma</i>	1,5,8-11
<i>D. rosea</i>	5,7,10,11	<i>Mitrula paludosa</i>	8,11	<i>Sarcoscypha coccinea</i>	1,4,5,7,8,10,11
<i>Disciotis venosa</i>	4,8,10,11	<i>M. cinerea</i>	2,6,7,11	<i>Sarcosphaera coronaria</i>	1,2,5-8,10,11
<i>Elaphomyces granulatus</i>	5,7,11	<i>Morchella conica</i>	1,2,6,8,10,11	<i>Scutellinia scutellata</i>	5,8,10,11
<i>Genea compressa</i>	2,9	<i>M. costata</i>	4,6	<i>Sepultaria sumneriana</i>	2,3
<i>G. fragrans</i>	6,10	<i>M. crassipes</i>	8,11	<i>Sepultariella patavina</i>	3,5
<i>G. hispidula</i>	9-11	<i>M. elata</i>	1,2,4,6-8,10,11	<i>Smardaea planchonis</i>	3,5
<i>G. verrucosa</i>	6,10,11	<i>M. esculenta</i>	4,5,8,10,11	<i>Spathularia flavida</i>	7,9
<i>Geoglossum cookeanum</i>	2,4,5,8,10-12	<i>M. eximia</i>	7,10	<i>Tarzetia catinus</i>	5,7,8,10,11
<i>G. fallax</i>	7,10,11	<i>M. importuna</i>	5,6	<i>Terfezia olbiensis</i>	3,7
<i>G. umbratile</i>	3,5,10,11	<i>M. rotunda</i>	5,8,10,11	<i>Tricharina gilva</i>	5,7
<i>Geopora arenicola</i>	3,5,8,10,11	<i>M. tridentina</i>	7,10,11	<i>Trichoglossum hirsutum</i>	2,8,10,11
<i>G. arenosa</i>	7,11	<i>M. vulgaris</i>	2,5,6	<i>Tuber aestivum</i>	6,7,10,11
<i>G. cervina</i>	8,10	<i>Neobulgaria pura</i>	4,8,11	<i>T. borchii</i>	1,5-8,10,11
<i>G. clausa</i>	5,7,10,11	<i>Otidea alutacea</i>	5-11	<i>T. brumale</i>	8,10
<i>G. clausa</i>	5,11	<i>O. bufonia</i>	4,5,10,11	<i>T. excavatum</i>	6,8,10
<i>G. cooperi</i>	5,10	<i>O. cochleata</i>	2,4-6,8,10,11	<i>T. gennadii</i>	9,11
<i>Geopyxis carbonaria</i>	5,6,9-11	<i>O. concinna</i>	1,5,10,11,	<i>T. malenconii</i>	6,8,10
<i>G. majalis</i>	1,2,6,10	<i>O. leporina</i>	1,5,7	<i>T. melanosporum</i>	8,10,11
<i>Geoscypha tenacella</i>	3,5,7,10,11	<i>O. onotica</i>	4,7-11	<i>T. nitidum</i>	8,10,11
<i>Gyromitra esculenta</i>	1,4,6-8,11	<i>Paragalactinia succosella</i>	3,10	<i>T. oligospermum</i>	5,7,10,11
<i>G. gigas</i>	8,11	<i>Peziza arvenensis</i>	4,10,11,12	<i>T. puberulum</i>	3,6,8,10
<i>G. infula</i>	6,7,9	<i>P. badia</i>	4,8,10,11	<i>T. rufum</i>	1,5-8,10,11
<i>Helvella acetabulum</i>	1,4-11	<i>P. badiocconfusa</i>	7,10	<i>Verpa conica</i>	8,10,11
<i>H. atra</i>	1,4,5,7-11	<i>P. berthetiana</i>	5-8,10-12		
<i>H. costifera</i>	1,2,4,6,8,10,11	<i>P. phyllogena</i>	1,4,5,7,8,10-12		
<i>H. crispa</i>	4,5,7,8,10,11	<i>P. praetervisa</i>	5,7,11		
<i>H. elastica</i>	4,7-11	<i>P. pseudovesiculosa</i>	4,5,10		

Ann. 15 : Liste des Basidiomycètes supérieurs identifiés dans les différentes formations végétales (FV).

1 : Sapinière à *Abies maroccana* | 2 : Cédraie à *Cedrus atlantica* | 3 : junipéraie à *Juniperus phoenicea* | 4 : Oléastraie à *Olea europea* | 5 : Pinède à *Pinus halepensis* | 6 : Pinède à *Pinus nigra* | 7 : Pinède à *Pinus pinaster* | 8 : Zénaie à *Quercus faginea* et *Q. canariensis* | 9 : Tauzaie à *Quercus pyrenaica* | 10 : Chênaie verte à *Quercus rotundifolia* | 11 : Subéraie à *Quercus suber* | 12 : Tetracinaie à *Tetraclinis articulata*

Nome scientifique	FV	Nome scientifique	FV	Nome scientifique	FV
<i>Abortiporus biennis</i>	2,4,5,9-11	<i>A. franchetii</i>	4,7-12	<i>A. moravicus</i>	8-12
<i>Agaricus arvensis</i>	4-8,10,11	<i>A. fulva</i>	8,9,11	<i>Auricularia auricula-judae</i>	1,5,7,8,10,11
<i>A. augustus</i>	5,7-11	<i>A. gemmata</i>	2,5,7-11	<i>A. mesenterica</i>	4,5,8,10,11
<i>A. bisporus</i>	3,5,8,10,11	<i>A. gilbertii</i>	7,10,11	<i>Auriscalpium vulgare</i>	5-7,10
<i>A. bresadolanus</i>	5,6,10	<i>A. gioiosa</i>	7,9,11	<i>Baeospora myosura</i>	5-11
<i>A. campestris</i>	6-8,11	<i>A. gracilior</i>	5,7,8,10,11	<i>Bjerkandera adusta</i>	4-8,11,12
<i>A. comtulus</i>	6,8,10,11	<i>A. junquillea</i>	8,11	<i>Bolbitius elegans</i>	5,8,10-12
<i>A. devoniensis</i>	3,5	<i>A. lactea</i>	4,7,10,11	<i>B. titubans</i>	4,5,8,10
<i>A. dulcidulus</i>	2,3,5,7,10,11	<i>A. lividopallescens</i>	1,4,8,10,11	<i>Boletopsis leucomelaena</i>	5,6,9-11
<i>A. essettei</i>	2,8,10,11	<i>A. mairei</i>	4-8,10,11	<i>Boletus aereus</i>	7-11
<i>A. haemorrhoidarius</i>	3,8,10,11	<i>A. malleata</i>	8,10,11	<i>Boletus aestivalis</i>	7,8,10,11
<i>A. impudicus</i>	5,7,8,10,11	<i>A. muscaria</i>	2,5,7-11	<i>B. edulis</i>	5,7-11
<i>A. langei</i>	6,7,10,11	<i>A. ovoidea</i>	5-8,10,11	<i>B. pinophilus</i>	7,8,11
<i>A. lanipes</i>	5,7,11	<i>A. pantherina</i>	4-11	<i>B. reticulatus</i>	7,8,10,11
<i>A. litoralis</i>	4-6,10,11	<i>A. phalloides</i>	5,7-11	<i>B. spretus</i>	8-12
<i>A. luteomaculatus</i>	5,6,10,11	<i>A. porphyria</i>	1,8,10	<i>Bovista aestivalis</i>	1,5,7,10,11
<i>A. macrosporus</i>	8,11	<i>A. proxima</i>	3,5,11	<i>B. delicata</i>	9,10
<i>A. moelleri</i>	10-12	<i>A. rubescens</i>	2,5,7-11	<i>B. dermoxantha</i>	1,2,5,7,8,10,11
<i>A. porphyizon</i>	3,5,7,8,10,11	<i>A. singeri</i>	4,10,11	<i>B. pila</i>	8,11
<i>A. praeclaresquamosus</i>	8,11	<i>A. solitaria</i>	4,7,10,11	<i>B. plumbea</i>	1,4,5,7,8,10,11
<i>A. pseudopratinensis</i>	4,10,11	<i>A. spissa</i>	8,9,11	<i>B. promontorii</i>	1,5,10,11
<i>A. romagnesii</i>	7,9	<i>A. spissa var. excelsa</i>	9-11	<i>B. pusilla</i>	7,10
<i>A. semotus</i>	2,5,7,8,10,11	<i>A. spissa var. valida</i>	7,11	<i>Bovistella radicata</i>	3,10
<i>A. silvaticus</i>	4,7-11	<i>A. strangulata</i>	4,5,8-11	<i>Buglossoporus quercinus</i>	8,9
<i>A. silvicola</i>	5,7-9,11	<i>A. strobiliformis</i>	5,8,10,11	<i>Butyriboletus appendiculatus</i>	1,8-11
<i>A. subperonatus</i>	8,11	<i>A. torrendii</i>	2-5,7,9-11	<i>B. fechtneri</i>	1,7,10,11
<i>A. sylvicola</i>	3-5,7,10,1	<i>A. umbrinolutea</i>	5,9-11	<i>B. fuscroseus</i>	8,10,11
<i>A. urinascens</i>	4,8,10,12,	<i>A. vaginata</i>	2,4-8,10-12	<i>B. regius</i>	8-11
<i>A. xanthodermus</i>	1,4,5,7,8,10,11	<i>A. vaginata var. alba</i>	8,11	<i>Caloboletus calopus</i>	7,8,10,11
<i>Agrocybe aegerita</i>	4,11	<i>A. verna</i>	4,6,8-11	<i>C. radicans</i>	1,7,8,10,11
<i>A. molesta</i>	8,10,11	<i>Ampulloclitocybe clavipes</i>	4-6	<i>Calocera cornea</i>	1,2,5,7,8,10,11
<i>A. pediades</i>	4-7,10,11	<i>Antrodiaella semisupina</i>	7,10,11	<i>C. viscosa</i>	1,5,9
<i>A. praecox</i>	2,5,7-11	<i>Apioperdon pyriforme</i>	2,5,7-11	<i>Calocybe cerina</i>	5,10
<i>Albatrellus subrubescens</i>	5-7,9,11	<i>Armillaria borealis</i>	8,11	<i>C. constricta</i>	4,5,10
<i>Alessiopus ichnusianus</i>	4,8,10,11	<i>A. gallica</i>	1,2,5,6,8-11	<i>C. fallax</i>	6,11
<i>Amanita baccata</i>	4,5,7-11	<i>A. mellea</i>	1,2,4-12	<i>C. gambosa</i>	8,9,11
<i>A. boudieri</i>	5,7,10,11	<i>A. ostoyae</i>	5,8-12	<i>C. onichyna</i>	1,5,7,10,11
<i>A. caesarea</i>	4,6,8-11	<i>Arrhenia acerosa</i>	5,8,10,11	<i>Calvatia cyathiformis</i>	4,6,7,9-11
<i>A. ceciliae</i>	5,8-12	<i>A. lobata</i>	4,5,7	<i>C. excipuliformis</i>	8,11,12
<i>A. citrina</i>	4-12	<i>A. obscurata</i>	4,7-11	<i>C. utriformis</i>	1,2,5-11
<i>A. crocea</i>	4,5,7-12	<i>Arrhenia rickenii</i>	3-5,10	<i>Cantharellus cibarius</i>	2,5,7-11
<i>A. curtipes</i>	2,4,5,7,11	<i>A. spathulata</i>	3,5,7-12	<i>C. cinereus</i>	4,7,8,10,11
<i>A. dryophila</i>	5,11,12	<i>A. velutipes</i>	6,10	<i>C. friesii</i>	4,8,11
<i>Amanita echinocephala</i>	8,10	<i>Astraeus hygrometricus</i>	2,4,5,7-11	<i>C. lilacinopruinatus</i>	8,10
<i>A. eliae</i>	8,10,11	<i>A. telleriae</i>	2,7,10	<i>C. subpruinatus</i>	4,7-11
<i>A. excelsa</i>	8,9,11	<i>Aureoboletus gentilis</i>	4,5,7-11	<i>Cerioporus meridionalis</i>	5,7,10,11

Ann. 15 : suite (1) ...

<i>C. squamosus</i>	2,8,10	<i>C. nebularis</i>	5,7-11	<i>C. trogii</i>	5,10
<i>Cerrena unicolor</i>	1,4,7,8,10,11	<i>C. nivea</i>	2,5	<i>C. addamascenus</i>	5,10
<i>Chalciporus amarellus</i>	5,6	<i>C. obsoleta</i>	2,7,10	<i>C. alcalinophilus</i>	8-11
<i>C. piperatus</i>	5-11	<i>C. odora</i>	1,2,4-11	<i>C. aleuriosmus</i>	8,10,11
<i>Chamaemyces fracidus</i>	5,6	<i>C. olearia</i>	3,4,11	<i>C. ammoniacosplendens</i>	6,8,10
<i>Cheimonophyllum candidissimum</i>	2,10	<i>C. phaeophthalma</i>	1,2,4-8,10,11	<i>C. amoenolens</i>	6,11
<i>Chlorophyllum rhacodes</i>	2,4-6,8,10,11	<i>C. phaeophthalma</i> var. <i>wernerii</i>	8,11	<i>C. anomalus</i>	2,6,8-11
<i>Chondrostereum purpureum</i>	4,8,9,11	<i>C. phyllophila</i>	1,3-8,10,11	<i>C. armillatus</i>	8,11
<i>Chroogomphus fulmineus</i>	7,10	<i>C. rivulosa</i>	1,4-7,10,11	<i>C. aurilicis</i>	8,10
<i>C. mediterraneus</i>	5,10	<i>C. sinopica</i>	1,4,5,7,8,10,11	<i>C. azureus</i>	2,10
<i>C. ochraceus</i>	5-7,11	<i>C. squamulosa</i>	5,6,11	<i>C. balteatocumatilis</i>	6,7-11
<i>Chroogomphus rutilus</i>	1,3,5,7,8,10,11	<i>C. suaveolens</i>	5,9,11	<i>C. betuletorum</i>	5,6
<i>Clathrus archeri</i>	4,8,11	<i>C. trullaeformis</i>	2,10,11	<i>C. bicolor</i>	8,9,11
<i>C. ruber</i>	4,5,7,8,10,11	<i>C. vermicularis</i>	2,5-7	<i>C. bivelus</i>	7-9,11
<i>Clavaria acuta</i>	4,5,8,10	<i>C. vibecina</i>	5-7,10,11	<i>C. boudieri</i>	6,8,10,11
<i>C. aurea</i>	8,11	<i>Clitopilus geminus</i>	1,2,4-8,10-12	<i>C. brunneus</i>	2,6,7,10,11
<i>C. fragilis</i>	4,8,10-12	<i>C. pertenuis</i>	2,12	<i>C. bulbosus</i>	6,9
<i>Clavariadelphus flavoimmaturus</i>	7-11	<i>C. popinalis</i>	2,11	<i>C. bulliardii</i>	4,7,8,10,11
<i>C. ligula</i>	8,11	<i>C. prunulus</i>	1,4-11	<i>C. caerulescens</i>	5,7-11
<i>C. occidentalis</i>	8,11	<i>Collybia cirrhata</i>	6,7,10,11	<i>C. caerulescentium</i>	5,10,11
<i>C. pistillaris</i>	5,7-11	<i>C. cookei</i>	1,7,8,10	<i>C. cagei</i>	7,9-11
<i>C. truncatus</i>	1,2,5-11	<i>C. tuberosa</i>	1,4,5,7,10,11	<i>C. caligatus</i>	1,2,5,8-11
<i>Clavulina cinerea</i>	2,5-8,10,11	<i>Coltricia perennis</i>	5,7-11	<i>C. calochrous</i>	1,5-8,10,11
<i>C. coralloides</i>	2,7,11	<i>Colus hirudinosus</i>	4,10,12	<i>C. calochrous</i> var. <i>parvus</i>	6,7,10
<i>C. cristata</i>	5,7-12	<i>Conocybe apala</i>	7,11	<i>C. caninus</i>	6,10,11
<i>C. rugosa</i>	2,5,7-11	<i>C. brunnea</i>	8,10	<i>C. caperatus</i>	7,9
<i>Clavulinopsis corniculata</i>	8-10	<i>C. deliquescens</i>	4,8-11	<i>C. caroviolaceus</i>	8,10
<i>C. fusiformis</i>	6,8,11	<i>C. filaris</i>	1,5	<i>C. catharinae</i>	7,8,10
<i>C. helvola</i>	8,10,11	<i>C. pseudopilosella</i>	1,2,6,10	<i>C. causticus</i>	6,11
<i>C. laeticolor</i>	7,8,11	<i>C. subovalis</i>	4,10,11	<i>C. cedretorum</i>	1,2,7,8,10,11
<i>C. subtilis</i>	5,6,8,10	<i>C. tenera</i>	2,5,10	<i>C. cedretorum</i> var. <i>suberetorum</i>	8,11
<i>Clitocella ammophila</i>	3,5	<i>Contumyces vesuvianus</i>	6,7,10,11	<i>C. cephalixolargus</i>	7,11
<i>C. popinalis</i>	2,7,11	<i>Coprinellus disseminatus</i>	2,4,10-12	<i>C. cinnamomeoluteus</i>	7-11
<i>Clitocybe alexandri</i>	1,2,5,7-11	<i>C. domesticus</i>	1,4,5,7,8,10,11	<i>Cortinarius cinnamomeus</i>	5-8,10,11
<i>C. angustissima</i>	7,11	<i>C. flocculosus</i>	4,8,11	<i>C. collinitus</i>	5,11
<i>C. brumalis</i>	1,5-7	<i>C. heptemerus</i>	8,10,11	<i>C. colus</i>	9-11
<i>C. candicans</i>	6,9-11	<i>Coprinellus micaceus</i>	4,7,8,10,11	<i>C. confirmatus</i>	5,7,10,11
<i>C. cistophila</i>	5,10,11	<i>C. niveus</i>	1,7,10,11	<i>C. coniferarum</i>	5,6
<i>C. costata</i>	1,2,5-7,9-11	<i>C. radians</i>	4,5,10,11	<i>C. cookeanus</i>	5,10
<i>Clitocybe dealbata</i>	4-7	<i>C. truncorum</i>	7,11	<i>C. cotoneus</i>	1,5,8-11
<i>C. decembris</i>	2,5,7,8,10,11	<i>C. xanthothrix</i>	4,5,7,10-12	<i>C. croceus</i>	5,7,10,11
<i>C. diatreta</i>	1,5-9	<i>Coprinopsis acuminata</i>	5,6	<i>C. crystallinus</i>	6,8
<i>C. ditopa</i>	5,7,10	<i>C. atramentaria</i>	4,5,10,11	<i>C. cumatilis</i>	8-11
<i>C. fimiphila</i>	4,10,11	<i>C. gonophyllum</i>	1,10	<i>C. decipiens</i>	8-11
<i>C. fontqueri</i>	3,5,10,11	<i>C. insignis</i>	8-11	<i>C. delibutus</i>	7,10,11
<i>C. fragrans</i>	5-7,9-11	<i>C. lagopus</i>	1,4,5,7,8,10,11	<i>C. diabolicus</i>	8,10,11
<i>C. graminicola</i>	2,5,6	<i>C. marcescibilis</i>	3,10	<i>C. diffractosuavis</i>	8,10
<i>C. inornata</i>	1,2,5-8,10,11	<i>C. nivea</i>	4,8,11	<i>C. dionysae</i>	1,2,10,11
<i>C. lituus</i>	2,3,5,10,11	<i>C. picacea</i>	4,5,8,10-12	<i>C. diosmus</i>	6,10,11
<i>C. maxima</i>	1,5,7,8,10,11	<i>Coprinus comatus</i>	1,2,4-8,10,11	<i>C. dolabratus</i>	7,11
<i>C. metachroa</i>	1,2,6-8,10,11	<i>Corioloopsis gallica</i>	2,4,5,7-12	<i>C. duracinus</i>	6,8-11

Ann. 15 : suite (2) ...

<i>C. elatior</i>	8,9,11	<i>C. traganus</i>	8,11	<i>Daedaleopsis nitida</i>	9,10
<i>C. elegantior</i>	6,8	<i>C. trivialis</i>	5,7-11	<i>Deconica coprophila</i>	1,4,10,11
<i>C. emollitus</i>	9,11	<i>C. turbinatorum</i>	8,10	<i>D. inquilinus</i>	7,10,11
<i>C. epsomiensis</i>	5,6	<i>C. umbrinolens</i>	8,10,11	<i>D. merdaria</i>	6,10
<i>C. flexipes</i>	6,7,10,11	<i>C. uraceus</i>	9-11	<i>D. subcoprophila</i>	1,8,10
<i>C. glaucopus</i>	5,6,8-11	<i>C. variicolor</i>	2,6,9,10	<i>Dermoloma cuneifolium</i>	7,8,11
<i>C. herculeus</i>	1,2	<i>C. variicolor var. nemorensis</i>	8,10,11	<i>Desarmillaria tabescens</i>	5,8,10-12
<i>C. hinnuleus</i>	9,11	<i>C. variiformis</i>	6,8,10,11	<i>Disciseda candida</i>	4,10
<i>C. holophaeus</i>	9,11	<i>C. varius</i>	9-11	<i>Echinoderma asperum</i>	5,8,10,11
<i>C. humolens</i>	8-11	<i>C. venetus</i>	7-11	<i>E. calcicola</i>	8,10
<i>C. infractus</i>	1,2,5,8-12	<i>C. vernus</i>	9-11	<i>E. carinii</i>	8,11
<i>C. ionochlorus</i>	8-11	<i>C. violaceus</i>	7,9,11	<i>Entoloma aprile</i>	8,11
<i>C. laetus</i>	7,9,11	<i>C. xanthophyllus</i>	8-11	<i>E. araneosum</i>	6,7
<i>C. langei</i>	6,10,11	<i>Craterellus cornucopioides</i>	2,7-11	<i>E. bloxamii</i>	7,8,10-12
<i>C. lebretoni</i>	6,10	<i>C. lutescens</i>	4-8,11,12	<i>E. byssisedum</i>	1,5,7
<i>C. livido-ochraceus</i>	8-12	<i>C. sinuosus</i>	7-9,11	<i>E. caeruleum</i>	8,11
<i>C. mairei</i>	6,11	<i>C. tubaeformis</i>	4,7-11	<i>E. catalaensis</i>	7,10
<i>C. moëgne-loccozii</i>	8,10	<i>Crepidotus calolepis</i>	5,7	<i>E. cedretorum</i>	4,5,11,12
<i>C. mucifluoides</i>	8,11	<i>C. cesatii</i>	1,4,8-11	<i>E. cephalotrichum</i>	8,9
<i>C. multiformis</i>	2,6,9-11	<i>C. epibryus</i>	4,8-11	<i>E. cetratum</i>	6-9,11
<i>C. nemorensis</i>	6,8-11	<i>C. microcarpus</i>	2,10	<i>E. chalybaeum var. lazulinum</i>	6,10,11
<i>C. obtusus</i>	6,10,11	<i>C. mollis</i>	4-7,8,10,11	<i>E. cistophilum</i>	2,10,11
<i>C. odorifer</i>	2,10	<i>C. var. squamulosus</i>	4,11	<i>E. clypeatum</i>	8,10
<i>C. olearioides</i>	8,10,11	<i>C. variabilis</i>	1,4,5,8,10,11	<i>E. corvinum</i>	4,5,8,10,11
<i>C. olidus</i>	7,9,11	<i>Crinipellis scabella</i>	3,5,7,8	<i>Entoloma formosum</i>	7,10
<i>C. orellanus</i>	8,10,11	<i>C. subtomentosa</i>	4-6,8,10,11	<i>E. hebes</i>	2,5-8,10,11
<i>C. orichalceus</i>	5,7,10,11	<i>C. tomentosa</i>	8,10,11	<i>E. hirtipes</i>	5-7,10,11
<i>C. pallidophyllus</i>	1,2	<i>Crucibulum crucibuliforme</i>	1,2,5,7-11	<i>E. juncinum</i>	4,10
<i>C. pansa</i>	8-10	<i>Cryptomarasmius corbariensis</i>	4,10-12	<i>E. lividoalbum</i>	5,8-11
<i>C. paramoenolens</i>	6,10,11	<i>Cuphophyllus pratensis</i>	2,4,10,11	<i>E. mammosum</i>	2,10
<i>Cortinarius petroselineus</i>	9-11	<i>C. russocoriaceus</i>	5,6	<i>E. minutum</i>	3,7
<i>C. phoeniceus</i>	8,11	<i>C. virgineus</i>	3-5,7,8,10-12	<i>E. mougeotii</i>	5-7,10,11
<i>C. pholideus</i>	8,11	<i>Cupreoboletus poikilochromus</i>	10-12	<i>E. nidorosum</i>	8-12
<i>C. prasinus</i>	2,8,10	<i>Cyanoboletus pulverulentus</i>	8-11	<i>E. nitens</i>	5,7,11
<i>C. purpurascens</i>	4,6,8-12	<i>Cyanosporus caesius</i>	1,2,5,8	<i>E. parkensis</i>	2,9
<i>C. quercus-ilicis</i>	5,10	<i>C. subcaesia</i>	1,11	<i>E. prunuloides</i>	9,11
<i>C. renidens</i>	7,9	<i>Cyathus olla</i>	3-5,7,10-12	<i>E. rhodopolium</i>	8-11
<i>C. rigens</i>	7-11	<i>C. stercoreus</i>	4,5,8,10,11	<i>E. rusticoides</i>	1,5,7,9,10
<i>C. rubellus</i>	8,11	<i>C. striatus</i>	6-8,11	<i>E. sepium</i>	4,7,8,11
<i>C. rufoolivaceus</i>	1,7-11	<i>Cyclocybe aegerita</i>	4,5,7,10,11	<i>E. sericatum</i>	4,10,11
<i>C. safranopes</i>	6,10	<i>Cystoderma amianthinum</i>	5-8,10,11	<i>E. sericeoides</i>	8,10,11
<i>C. salor</i>	5,8,10,11	<i>C. carcharias</i>	5-7,11	<i>E. sericeum</i>	1,5,7,8,10,11
<i>C. sanguineus</i>	8,11	<i>C. cinnabarina</i>	5-7,10	<i>E. serrulatum</i>	2,3-7,10,11
<i>C. saporatus</i>	6,9-11	<i>C. fallax</i>	2,5,7,9	<i>E. sinuatum</i>	4,6-11
<i>C. scobinaceus</i>	8-11	<i>C. granulorum</i>	5,7,9-11	<i>E. sordidulum</i>	2,7,8,11
<i>C. semisanguineus</i>	7-9,11	<i>C. superbum</i>	1,7	<i>E. turci</i>	6,10
<i>C. sodagnitus</i>	2,8-11	<i>Cystodermella cinnabarina</i>	2,7,9	<i>E. undatum</i>	1,5,8,10-12
<i>C. strenuipes</i>	9,10	<i>C. granulosa</i>	7,9	<i>E. vernum</i>	7,10
<i>C. talus</i>	8-11	<i>Cystolepiota seminuda</i>	8-11	<i>E. xanthochroum</i>	6,10
<i>C. terpsichores</i>	9-11	<i>C. sistrata</i>	5,6	<i>Exidia glandulosa</i>	2,8,9,11
<i>C. torvus</i>	6,8-11	<i>Daedalea quercina</i>	8,10,11	<i>E. nigricans</i>	8,11

Ann. 15 : suite (3) ...

<i>E. pithya</i>	1,2,8,11	<i>Gomphus clavatus</i>	1,4,8,11		
<i>E. saccharina</i>	7,8,11	<i>Grifola frondosa</i>	8,10,11		
<i>E. thuretiana</i>	8,10,11	<i>Guepinia helvelloides</i>	1,5,7,10,11	<i>Hemimycena crispula</i>	4,5,8
<i>Fistulina hepatica</i>	7-9	<i>Gymnopilus junonius</i>	5,7,8,10,11	<i>H. cucullata</i>	5,6,11
<i>Flammula pinicola</i>	5,7	<i>G. penetrans</i>	2,4,5,7,8,10,11	<i>H. gracilis</i>	5,6
<i>Flammulaster carpophilus</i>	1,8-11	<i>G. penetrans var. hybridus</i>	2,7	<i>H. ignobilis</i>	5,10,11
<i>Flammulina velutipes</i>	2,4-8,11	<i>G. spectabilis</i>	4,5,7,8,11	<i>H. lactea</i>	3,5-7,10,11
<i>Fomes fomentarius</i>	8-11	<i>G. suberis</i>	2,8,11	<i>H. nitriolens</i>	5,10
<i>Fomitiporia robusta</i>	1,8-11	<i>Gymnopus androsaceus</i>	5,7,8,10-12	<i>Hemistropharia albocrenulata</i>	1,6
<i>Fomitopsis officinalis</i>	2,6	<i>G. aquosus</i>	7,11	<i>Hericium erinaceus</i>	8-12
<i>Fomitopsis pinicola</i>	1,2,5-8,10,11	<i>G. benoistii</i>	1,3,5,7,8,10,11	<i>Heterobasidion annosum</i>	1,6,7
<i>Fuscoporia torulosa</i>	2-4,5,8,10,11	<i>G. brassicolens</i>	1,5-8,10,11	<i>Hohenbuehelia geogenia</i>	5,8,10,11
<i>Fuscopostia fragilis</i>	1,5,7	<i>G. confluens</i>	7,8,11	<i>H. mastrucata</i>	1,5,10,11
<i>F. leucomallella</i>	3,5,6	<i>G. dryophilus</i>	1-3,5-12	<i>H. petaloides</i>	1,2,4,5,7,8,10,11
<i>Galerina badipes</i>	1,2,6-8	<i>G. epiphyllus</i>	4,8-11	<i>Homophron spadiceum</i>	1,8,11,12
<i>G. graminea</i>	1,5,10,11	<i>G. erythropus</i>	2,4,7-12	<i>Hortiboletus rubellus</i>	4,5,8-12
<i>G. griseipes</i>	1,5,8	<i>G. foetidus</i>	5,7,8,11	<i>Hydnellum conrescens</i>	2,5,7,8,10,11
<i>G. hypnorum</i>	8,11	<i>G. fuscopurpureus</i>	9,10	<i>Hydnellum fennicum</i>	5,11
<i>G. marginata</i>	1,2,5-8,10,11	<i>Gymnopus fusipes</i>	5,8-11	<i>H. ferrugineum</i>	2,5,7,9-11
<i>G. vittiformis</i>	2,7,10,11	<i>G. hybridus</i>	7,10,11	<i>H. scrobiculatum</i>	2,6-8,10-12
<i>Gamundia striatula</i>	1,5-8	<i>G. impudicus</i>	3,5,8,10,11	<i>Hydnum albidum</i>	3,5,8,10,11
<i>Ganoderma applanatum</i>	8,10,11	<i>G. ocior</i>	6-8,10-12	<i>H. repandum</i>	2,5-11
<i>G. australe</i>	1,2,8,10	<i>G. peronatus</i>	4,6,9	<i>H. rufescens</i>	1,5,7-11
<i>G. carnosum</i>	8,11	<i>G. quercophilus</i>	4,5,8-11	<i>Hydropus floccipes</i>	6,8-11
<i>G. lucidum</i>	1-5,7,8,10,11	<i>G. terginus</i>	1,8-11	<i>H. pseudotenax</i>	5,6
<i>G. pfeifferi</i>	4,8,11	<i>Gyrodon lividus</i>	4,8,11	<i>Hygrocybe acutoconica</i>	4,6,8,10,11
<i>G. resinaceum</i>	2,4,6,8,10,11	<i>Gyroporus amorphophilus</i>	2,10	<i>H. calciphila</i>	7,11
<i>Gautieria trabutii</i>	2,11	<i>G. castaneus</i>	4,7-12	<i>H. calyptriformis</i>	8,11
<i>Geastrum berkeleyi</i>	1,2,5,10	<i>G. cyanescens</i>	7,8,11	<i>H. cantharellus</i>	2,9,11,12
<i>G. corollinum</i>	5,10	<i>Hapalopilus nidulans</i>	8,10-12	<i>H. chlorophana</i>	1,2,6-8,10,11
<i>G. elegans</i>	1,2,4-6,9,10	<i>Hebeloma anthracophilum</i>	2,8,11	<i>H. citrina</i>	8,11
<i>G. fimbriatum</i>	1,3-6,8,10,11	<i>H. cavipes</i>	2,11	<i>H. coccinea</i>	8,11
<i>G. floriforme</i>	2,3,10,11	<i>H. cistophilum</i>	1,4-11	<i>H. conica</i>	2-4,5,7-12
<i>G. lageniforme</i>	4,9,10	<i>H. crustuliniforme</i>	5,6,8-11	<i>H. conicoides</i>	4,8,11
<i>G. minimum</i>	4,11	<i>H. cylindrosporum</i>	3,5,7	<i>H. helobia</i>	3-5,9-11
<i>G. nanum</i>	2,5,8,10-12	<i>H. hiemale</i>	2,8-11	<i>H. konradii</i>	6,10
<i>G. pectinatum</i>	2,4,5,8,10,11	<i>H. laterinum</i>	1-3,5-12	<i>H. miniata</i>	7-11
<i>G. quadrifidum</i>	6,7	<i>H. leucosarx</i>	2,8-11	<i>H. mucronella</i>	2,4,5,7-11
<i>G. rufescens</i>	1,4-8,10,11	<i>H. malenconii</i>	2,5,11	<i>H. paraceracea</i>	9,11
<i>G. saccatum</i>	5-7,10,12	<i>H. mesophaeum</i>	1,2,5-11	<i>H. persistens</i>	3-5,8,10,11
<i>G. sessile</i>	4,5,8,11	<i>H. pallidum</i>	2,5,9	<i>H. russocoriacea</i>	1,5,7,8,10,11
<i>G. striatum</i>	2,5-7	<i>H. quercetorum</i>	8,10	<i>H. tristis</i>	8,11
<i>G. triplex</i>	1,4-8,10,11	<i>H. radicosum</i>	9,11	<i>Hygrophoropsis aurantiaca</i>	2,4-7,9-11
<i>Gliophorus laetus</i>	8,11	<i>H. sacchariolens</i>	6,9,10	<i>Hygrophorus agathosmus</i>	2,5-7,10,11
<i>G. psittacinus</i>	4,7,8,10-12	<i>H. sarcophyllum</i>	8,10-12	<i>H. arbustivus</i>	2,8-11
<i>Gloeophyllum abietinum</i>	1-3,5	<i>H. sinapizans</i>	1,2,5-11	<i>H. calophyllum</i>	5,6
<i>G. sepiarium</i>	1,2,5-7,10	<i>H. sordidum</i>	2,6,8-11	<i>H. camarophyllum</i>	2,9
<i>G. trabeum</i>	2,4,5,7,11	<i>H. strophosum</i>	2,7,10	<i>H. carneogriseus</i>	2,5,6
<i>Gloeoporus dichrous</i>	1,4,5,7,8,10-12	<i>H. truncatum</i>	2,9,11	<i>H. chrysodon</i>	2,5-7,9-11
<i>Gomphidius glutinosus</i>	5-7,8,10,11	<i>H. versipelle</i>	7,10	<i>H. conicus</i>	8,9,11
<i>G. roseus</i>	7,9	<i>Hemileccinum impolitum</i>	1,4,7,8,10,11	<i>H. cossus</i>	1,2,4,6-11

Ann. 15 : suite (4) ...

<i>H. eburneus</i>	5,7-11	<i>I. hirtella</i>	1,2,5-7,9-11	<i>L. chrysorrheus</i>	1,4,5,7-11
<i>H. gliocyclus</i>	5-8,10,11	<i>I. hirtella</i> var. <i>bispora</i>	5,7	<i>L. cistophilus</i>	2,10,11
<i>H. hypothejus</i>	5,7,8,10,11	<i>I. jurana</i>	8,11	<i>L. controversus</i>	6-8
<i>H. latitabundus</i>	5,6,11	<i>I. lacera</i>	5-9,11	<i>L. decipiens</i>	1,4,7-11
<i>H. leucophaeo-ilicis</i>	5,8,10,11	<i>I. lanuginella</i>	7,9	<i>L. deliciosus</i>	5-8,11
<i>H. nemoreus</i>	8,11	<i>I. malenconii</i>	5,10	<i>L. evosmus</i>	8,10,11
<i>H. penarius</i>	8,10-12	<i>I. margaritispora</i>	9,11	<i>L. fuliginosus</i>	8,10-12
<i>H. persoonii</i>	2,4,5,7-11	<i>I. mixtilis</i>	5,6,8-10	<i>L. fulvissimus</i>	8-11
<i>H. pudorinus</i>	1,5,7	<i>I. muricellata</i>	1,10,11	<i>L. helvus</i>	8,11
<i>H. roseodiscoideus</i>	8,11	<i>I. mystica</i>	1,11	<i>L. ilicis</i>	9-11
<i>H. russula</i>	2,5,7,8,10,11	<i>I. nitidiuscula</i>	5-7,10,11	<i>L. lacunarum</i>	8-10
<i>Hymenochaete rubiginosa</i>	8-11	<i>Inocybe obscurabadia</i>	1,5,8-11	<i>L. luridus</i>	7-11
<i>Hymenogaster arenarius</i>	7,10,11	<i>I. pelargonium</i>	7,8,10,11	<i>L. mairei</i>	8-11
<i>H. hessei</i>	7,11	<i>I. phaeodisca</i>	5,6	<i>L. mitissimus</i>	7,9
<i>Hymenogaster populetorum</i>	5,6,8,10,11	<i>I. phaeoleuca</i>	6,7,10,11	<i>L. purpureobadius</i>	8,11
<i>H. thwaitesii</i>	7-11	<i>I. posterula</i>	1,5,7,10,11	<i>L. pyrogalus</i>	8,11
<i>Hymenopellis radicata</i>	1,6,8,10,11	<i>I. praetervisa</i>	5,7,10-12	<i>L. quietus</i>	8-11
<i>Hypholoma capnoides</i>	5,8,9,11	<i>I. pudica</i>	6,9-11	<i>L. rufus</i>	7,8,11
<i>H. fasciculare</i>	1,2,5-9,11	<i>I. pusio</i>	8,10,11	<i>L. salmonicolor</i>	7-9,11
<i>H. lateritium</i>	9,11	<i>I. pyriodora</i>	7,8,10,11	<i>L. sanguifluus</i>	5-8,10,11
<i>Hysterangium clathroides</i>	3,8-11	<i>I. queletii</i>	2,6	<i>L. scrobiculatus</i>	5-8
<i>Imleria badia</i>	5,7-9,11,12	<i>I. rimosa</i>	4-12	<i>L. semisanguifluus</i>	1,4-7,10,11
<i>Imperator luteocupreus</i>	1,7-10	<i>I. roseipes</i>	1,2,5-7	<i>L. serifluus</i>	5,7-11
<i>I. rhodopurpureus</i>	8-10	<i>I. rufuloides</i>	3,5	<i>L. subdulcis</i>	4,8-12
<i>Infundibulicybe geotropa</i>	4-7,10,11	<i>I. scabelliformis</i>	1,2,4,10	<i>L. subumbonatus</i>	1,7-11
<i>I. gibba</i>	4-11	<i>I. sindonia</i>	1,2,6-8,10,11	<i>L. tabidus</i>	7,9
<i>I. mediterranea</i>	5,8,10,11	<i>I. splendens</i>	6,10	<i>L. tesquorum</i>	2-4,7,10,11
<i>I. meridionalis</i>	2,5,10	<i>I. tenebrosa</i>	8-11	<i>L. trivialis</i>	8,11
<i>Inocybe abjecta</i>	5-7,9-11	<i>I. tenuicystidiata</i>	7,11	<i>L. uvidus</i>	5,7,9-11
<i>I. albomarginata</i>	2,11	<i>I. umbrina</i>	5,10	<i>L. vietus</i>	5,6,11
<i>I. assimilata</i>	7,10,11	<i>I. xanthomelas</i>	8,10,11	<i>L. vinosus</i>	3,5,7,10,11
<i>I. asterospora</i>	5,7-12	<i>Inonotus dryadeus</i>	8,10	<i>L. violascens</i>	7,9-12
<i>I. brevicystis</i>	8-11	<i>Inosperma adaequatum</i>	4,5,8,10,11	<i>L. zonarius</i>	1,5,7-12
<i>I. brunneorufa</i>	4,10,12	<i>I. bongardii</i>	1,5,7-11	<i>L. zugazae</i>	5,6,10,11
<i>I. calospora</i>	5,6,10	<i>I. cervicolor</i>	1,5,6,8-11	<i>Lactifluus piperatus</i>	4,7-9,11
<i>I. cincinnata</i>	2,5,7,10,11	<i>I. cookei</i>	8-11	<i>L. rugatus</i>	4,5,7-12
<i>I. corydalina</i>	8,10,11	<i>I. maculatum</i>	7-11	<i>L. velleus</i>	6-11
<i>I. curvipes</i>	9-11	<i>Kuehneromyces mutabilis</i>	8,11	<i>L. volemus</i>	9,11
<i>I. dulcamara</i>	1,2,4,5,7-11	<i>Laccaria amethystina</i>	6-11	<i>Laetiporus sulphureus</i>	7,8
<i>I. eutheles</i>	9,11	<i>L. bicolor</i>	4,6-11	<i>Lanmaoa fragrans</i>	8-11
<i>I. flavella</i>	8-11	<i>L. fraterna</i>	7,10,11	<i>Laxitextum bicolor</i>	9-11
<i>I. flocculosa</i>	2,5,6,8,10,11	<i>L. laccata</i>	2,5,8-11	<i>Leccinellum corsicum</i>	7,10,11
<i>I. fuscidula</i>	1-3,5-8,10,11	<i>L. lateritia</i>	7,11	<i>L. crocipodium</i>	8-11
<i>I. geophylla</i>	2,5-11	<i>L. proxima</i>	4,8-11	<i>L. lepidum</i>	5-8,10,11
<i>I. geophylla</i> var. <i>fulva</i>	8,10	<i>Laccariopsis mediterranea</i>	3,5	<i>Leccinum aurantiacum</i>	8,9,11
<i>I. geophylla</i> var. <i>lilacina</i>	5,7-11	<i>Lacrymaria lacrymabunda</i>	2,8,11	<i>L. scabrum</i>	8,11
<i>I. glabripes</i>	5,6	<i>Lactarius acerrimus</i>	8-11	<i>L. variicolor</i>	8,11
<i>I. godeyi</i>	4-6,8,10-12	<i>L. atlanticus</i>	5,7,8,10,11	<i>Lentinellus cochleatus</i>	6,11
<i>I. grammopodia</i>	2,6,7	<i>L. aurantiacus</i>	2,5,9	<i>L. cystidiosus</i>	2,5,11,12
<i>I. griseolilacina</i>	8-11	<i>L. azonites</i>	4,7-11	<i>L. micheneri</i>	2,5,7,9,11,12
<i>I. griseovelata</i>	5,9,11	<i>L. camphoratus</i>	4,8-11	<i>L. omphalodes</i>	1,5,7,9-11

Ann. 15 : suite (5) ...

<i>Lentinula edodes</i>	8,11	<i>Limacella furnacea</i>	5,11,12	<i>M. friesii</i>	1,2,6
<i>Lentinus arcularius</i>	5,7,10-12	<i>L. illinita</i>	5-10	<i>M. graminicola</i>	6,10
<i>L. brumalis</i>	4,8,10	<i>Limacella ochraceorosea</i>	2,10	<i>M. grammopodia</i>	2,4-8,10,11
<i>L. strigosus</i>	5,8-11	<i>Lycoperdon atropurpureum</i>	5,7-11	<i>M. heterocystidiosa</i>	1,9,10
<i>L. tigrinus</i>	5,6,8,10,11	<i>L. echinatum</i>	5,8,10,11	<i>M. leucophylloides</i>	3,5-7,10,11
<i>Lenzites betulina</i>	8,10,11	<i>L. lambinonii</i>	2,10,11	<i>M. malenconii</i>	2,5
<i>Lepiota boudieri</i>	2,10,11	<i>L. lividum</i>	1,4-7,10,11	<i>M. melaleuca</i>	1,2,4-8,10,11
<i>L. brunneoincarnata</i>	4,5,7,8,10,11	<i>L. mammiforme</i>	7-9	<i>M. meridionalis</i>	5,11
<i>L. brunneolilacea</i>	8,11	<i>L. molle</i>	2,5,7-11	<i>M. paedida</i>	3,5,11,12
<i>L. castanea</i>	1,2,5,7,8,10,11	<i>L. nigrescens</i>	5,8,10,11	<i>M. polioleuca</i>	1,2,5,7,8,11
<i>L. clypeolaria</i>	1,2,5,7-11	<i>L. perlatum</i>	8,11	<i>M. pseudoevenosa</i>	3,5,6,12
<i>L. cristata</i>	3,5,7,8,10,11	<i>L. umbrinum</i>	1,5,6,9-11	<i>M. stridula</i>	1,5-7,10
<i>L. echinella</i>	1,10,11	<i>Lyophyllum decastes</i>	2,4,5,7,8,10,11	<i>M. subpulverulenta</i>	1,3,5,6
<i>L. echinella var. rhodorhiza</i>	5,7	<i>L. fumatum</i>	8,10	<i>Meotomycetes dissimulans</i>	5,7
<i>L. erminea</i>	2,4,5,11	<i>L. fumosum</i>	6-12	<i>Meripilus giganteus</i>	7-12
<i>L. felina</i>	5,10	<i>L. loricatum</i>	2,7,11	<i>Mutinus caninus</i>	6,8,10,11
<i>L. forquignonii</i>	4,5,8,10,11	<i>L. ozes</i>	2,10	<i>Mycena abramsii</i>	1,6,8,10,11
<i>L. griseovirens</i>	2,5,6,10,11	<i>L. paelochroum</i>	1,11	<i>M. acicula</i>	5-11
<i>L. helveola</i>	2,7-11	<i>L. rancidum</i>	5,7,9	<i>M. aetites</i>	6-10
<i>L. ignipes</i>	8,9,11	<i>L. semitale</i>	1,2,6-8,10,11	<i>M. albidolilacea</i>	2,11
<i>L. ignivolata</i>	6,8,10,11	<i>L. transforme</i>	6,8-12	<i>M. algeriensis</i>	2,4,8-11
<i>L. lilacea</i>	5,6,10,11	<i>Macrocystidia cucumis</i>	1,2,5-8,10,11	<i>M. amicta</i>	1,5-7,11
<i>L. magnispora</i>	2,5,10,11	<i>Macrolepiota excoriata</i>	2,4,5,7-11	<i>M. arcangeliana</i>	4,6-8,11
<i>L. obscura</i>	5,11	<i>M. fuligineosquarrosa</i>	6,10,11	<i>M. aurantiomarginata</i>	7-11
<i>L. ochraceodisca</i>	5,11	<i>M. konradii</i>	4,7,8,11	<i>M. capillaripes</i>	2-5,7,11,12
<i>L. oreadiformis</i>	5-8,10,11	<i>M. mastoidea</i>	2,4-12	<i>M. cinerella</i>	7,10,11
<i>L. pseudolilacea</i>	4,8,10-12	<i>M. procera</i>	1,2,4-11	<i>M. citrinomarginata</i>	1,11
<i>L. setulosa</i>	5,10	<i>M. puellaris</i>	7,11	<i>M. clavicularis</i>	5-7,11
<i>L. subgracilis</i>	1,10,11	<i>M. rickenii</i>	4,8,11	<i>M. epipterygia</i>	1,5,7,9-11
<i>L. subincarnata</i>	5,7-11	<i>Malloocybe heimii</i>	3,5,6	<i>M. erubescens</i>	8,10,11
<i>L. xanthophylla</i>	2,10	<i>M. terrigena</i>	6,10,11	<i>M. filopes</i>	1,2,5,7-11
<i>Lepista irina</i>	6,7,10,11	<i>Marasmiellus candidus</i>	9,10,12	<i>M. flavoalba</i>	4,7-11
<i>Lepista luscina</i>	1,2,4-6,8-11	<i>M. omphaliiformis</i>	5,8,10	<i>M. galericulata</i>	4,7-11
<i>Lepista nuda</i>	1-5,7,8,10-12	<i>M. quercophilus</i>	4,7-11	<i>M. galopus</i>	1,4,6-11
<i>Lepista personata</i>	8,10	<i>M. vaillantii</i>	4,5,11,12	<i>M. haematopus</i>	1,5,7-11
<i>Lepista rickenii</i>	4,8,10-12	<i>Marasmius anomalus</i>	3,7,10,11	<i>M. inclinata</i>	4,7-11
<i>Lepista sordida</i>	1,3,5,7,8,10-12	<i>M. cohaerens</i>	9-11	<i>M. leptocephala</i>	1,4,5,7-11
<i>Leratiomyces squamosus</i>	5,8,9,11	<i>M. hudsonii</i>	2,10	<i>M. luteovariegata</i>	1,7,10
<i>Leucoagaricus barssii</i>	2,5-7,11	<i>M. oreades</i>	1,4,5,8,10,11	<i>M. meliigena</i>	4,5,8-11
<i>L. cinerascens</i>	6,10	<i>M. rotula</i>	4,8,10,11	<i>M. metata</i>	1,5,6,10,11
<i>L. leucothites</i>	4,8,11	<i>M. torquescens</i>	1,10	<i>M. mucor</i>	8,9
<i>L. melanotrichus</i>	1-5,7,9-11	<i>M. ventalloi</i>	7,11	<i>M. niveipes</i>	1,4,8,10,11
<i>L. pilatianus</i>	4,7,10,11	<i>M. wynneae</i>	2-5,7,10,11	<i>M. olida</i>	6,8-11
<i>L. subvolvatus</i>	3,5,12	<i>Megacollybia platyphylla</i>	7,8,10-12	<i>M. pelianthina</i>	6,8-11
<i>Leucoinocybe lenta</i>	5,8,10,11	<i>Melanogaster variegatus</i>	5,7-11	<i>M. polygramma</i>	4-8,10,11
<i>Leucopaxillus amarus</i>	8,11	<i>Melanoleuca albifolia</i>	3,5,10,11	<i>M. pseudocorticola</i>	2,4,8-11
<i>L. cerealis</i>	2,9	<i>M. bataillei</i>	1,2,5	<i>M. pura</i>	2,5-11
<i>L. compactus</i>	6,8	<i>M. brevipes</i>	4,7,8,10,11	<i>Mycena purpureofusca</i>	2,9,11
<i>L. gentianeus</i>	1,2,4-11	<i>M. cognata</i>	1,2,7,11	<i>M. quercus-ilicis</i>	8,10,11
<i>L. paradoxus</i>	2,4,8,9	<i>M. electropoda</i>	2,5	<i>M. renati</i>	8,10,11
<i>Lichenomphalia umbellifera</i>	7,8,11	<i>Melanoleuca excissa</i>	3-5,7,10-12	<i>M. rosea</i>	1,5,8-11

Ann. 15 : suite (6) ...

<i>M. roseofusca</i>	8,10,11	<i>Phellodon melaleucus</i>	1,2,7,11	<i>P. pseudogracilis</i>	4,10
<i>M. rubromarginata</i>	4,10,11	<i>P. niger</i>	2,5-11	<i>P. senex</i>	8,10
<i>M. seynesiella</i>	1,2	<i>Phlebia tremellosa</i>	5-8,10,11	<i>P. spadiceogrisea</i>	2,5,6,9-11
<i>M. seynii</i>	5-7,10	<i>Phloeomana alba</i>	1,4,5,8,10,11	<i>Pseudoboletus parasiticus</i>	8,11
<i>M. smithiana</i>	1,8,10	<i>P. speirea</i>	4,8,10	<i>Pseudoclitocybe cyathiformis</i>	1,2,4-11
<i>M. stipata</i>	5-7,10	<i>Pholiota adiposa</i>	1,2	<i>P. expallens</i>	2,9,-11
<i>M. stylobates</i>	8,10,11	<i>P. astragalina</i>	2,5,7,11	<i>P. obbata</i>	1,5,9
<i>M. tenerrima</i>	8,11	<i>P. flavida</i>	6,9	<i>Pseudohydnum gelatinosum</i>	8,11
<i>M. thymicola</i>	8,11	<i>P. gummosa</i>	2,5-9,11	<i>Pseudosperma obsoletum</i>	8,10
<i>M. vitilis</i>	2,4,6,8,10,11	<i>P. highlandensis</i>	1-5,7,8,10,11	<i>Psilocybe serbica</i>	1,2,6,7,9
<i>M. vulgaris</i>	2,4,5,7	<i>P. jahnii</i>	5,6	<i>P. thrausta</i>	8-11
<i>M.strum corium</i>	2,10-12	<i>P. lenta</i>	5-7	<i>Pulchroboletus roseoalbidus</i>	7,9,11
<i>Mycetinis querceus</i>	9,10	<i>P. limonella</i>	5,11	<i>Ramaria aurea</i>	2,7,8,10,11
<i>Myriostoma coliforme</i>	8-10,12	<i>P. lucifera</i>	5-7	<i>Ramaria botrytis</i>	2,8-11
<i>Myxomphalia maura</i>	1,2,5,7,8,10,11	<i>P. tuberculosa</i>	8,10,11	<i>R. cedretorum</i>	2,6,7
<i>Neoboletus luridiformis</i>	2,5,8-11	<i>Pholiotina teneroides</i>	1,6,8	<i>R. fennica</i>	6,9-11
<i>Octaviania asterosperma</i>	9,11	<i>P. vexans</i>	3,5	<i>R. fennica var. olivacea</i>	8,11
<i>Omphalina pyxidata</i>	1,4,7,8,10,11	<i>Phylloporia ribis</i>	1,2,8,10,11	<i>R. flava</i>	2,8-11
<i>Omphalotus illudens</i>	3-5,8,10,11	<i>Phyllotopsis nidulans</i>	1,8,11	<i>R. flavescens</i>	8,9,11
<i>O. olearius</i>	1,4,5,8-11	<i>Pisolithus arhizus</i>	2,4-11	<i>R. flavigelatinosa</i>	8,11
<i>Onnia triquetra</i>	5,7,10	<i>Pleurotus cornucopiae</i>	8,11	<i>R. flavobrunnescens</i>	2,7,11
<i>Ossicaulis lignatilis</i>	4,10,11	<i>P. dryinus</i>	1,8,11	<i>R. formosa</i>	1,8-11
<i>Panaeolus acuminatus</i>	1,4,5,7-12	<i>P. eryngii</i>	5-7,10,11	<i>R. fumigata</i>	8-11
<i>P. antillarum</i>	8,10	<i>P. opuntiae</i>	8,11	<i>R. gracilis</i>	5-7,11
<i>P. ater</i>	8,9,11	<i>P. ostreatus</i>	2,4,7,8,11	<i>R. mediterranea</i>	9,11
<i>P. cinetulus</i>	4,6	<i>P. pulmonarius</i>	7,11	<i>R. pallida</i>	2,8,9,11
<i>P. fimicola</i>	8,10,11	<i>P. suberis</i>	8,10,11	<i>R. rubripermanens</i>	8,11
<i>P. foenicicii</i>	4,10,11	<i>Pluteus atomarginatus</i>	5-7	<i>R. stricta</i>	1,4-11
<i>P. papilionaceus</i>	4,5,8,10-12	<i>P. cervinus</i>	2,5,7,8,10-12	<i>Ramariopsis tenuiramosa</i>	7,10
<i>P. semiovatus</i>	2,4,7,8,10,11	<i>P. chrysophaeus</i>	5,6,8,10	<i>Resupinatus applicatus</i>	1,9-12
<i>P. sphinctrinus</i>	5,10,11	<i>P. leoninus</i>	8,10,11	<i>R. kavinii</i>	8,11
<i>Panellus mitis</i>	2,8,11	<i>P. minutissimus</i>	1,10	<i>R. striatulus</i>	1,5,10-12
<i>P. stipticus</i>	5,7,8,11	<i>P. nanus</i>	7,8,11,12	<i>R. trichotis</i>	4,10-12
<i>Paralepista flaccida</i>	2,4,5,7-11	<i>P. plautus</i>	5-7,11	<i>Rheubarbariboletus armeniacus</i>	8-12
<i>Parasola auricoma</i>	4,5,10,11	<i>P. podospileus</i>	8,10,11	<i>R. persicolor</i>	4,6,8,10,11
<i>P. conopilus</i>	2-5,7,8,10,11	<i>P. romellii</i>	7-12	<i>Rhizomarasmius setosus</i>	7,9,11
<i>P. leioccephala</i>	1,7,8,10,11	<i>P. salicinus</i>	8,11	<i>R. undatus</i>	2,7-9
<i>P. plicatilis</i>	4,5,8-11	<i>P. satur</i>	4,11	<i>Rhizopogon luteolus</i>	5-7,9-11
<i>Paxillus involutus</i>	7,9-12	<i>P. thomsonii</i>	7,8,10,11	<i>Rhizopogon occidentalis</i>	6,7
<i>Phaeoclavulina curta</i>	1,5	<i>Polyporus umbellatus</i>	8,11	<i>R. roseolus</i>	5-7,9-11
<i>Phaeoclavulina flaccida</i>	5,6	<i>Porodaedalea pini</i>	2,3,5-9,11	<i>R. rubescens</i>	5,6
<i>P. quercus-ilicis</i>	5,10	<i>Protostropharia semiglobata</i>	1,7-12	<i>R. vulgaris</i>	5,7,11
<i>Phaeolus schweinitzii</i>	2,3,5-11	<i>Psathyrella bipellis</i>	1,2,4,5,7,10-12	<i>Rhodocollybia butyracea</i>	1,2,5-11
<i>Phaeomarasmius erinaceus</i>	2,7-11	<i>P. candolleana</i>	1,2,5,6,8-12	<i>R. distorta</i>	8,11
<i>Phaeomarasmius rimulincola</i>	9-11	<i>P. fatua</i>	1,5	<i>R. maculata</i>	4,7,9,11
<i>Phaeotremella foliacea</i>	8,10,11	<i>P. gracilis</i>	8,10,11	<i>Rhodocybe hirneola</i>	2,5,7,8,10,11
<i>Phallus impudicus</i>	4-7,10,11	<i>P. hirta</i>	1,7,8,10,11	<i>Rhodophana nitellina</i>	1,2,8,10,11
<i>Phellinus erectus</i>	5,8,10,11	<i>P. panaeoloides</i>	7,10,11	<i>Rickenella fibula</i>	6-8,10-12
<i>P. hartigii</i>	1,5	<i>P. pennata</i>	5,6,9-11	<i>Rubroboletus legaliae</i>	4,9-11
<i>P. igniarius</i>	8,11	<i>P. piluliformis</i>	7-10	<i>R. lupinus</i>	7,8,10,11
<i>P. pomaceus</i>	4,8,10,11	<i>P. prona</i>	1,11	<i>R. rhodoxanthus</i>	8,10,11

Ann. 15 : suite (7) ...

<i>R. satanas</i>	4,7,8,10,11	<i>R. monspeliensis</i>	4,10,11	<i>Setchelliogaster tenuipes</i>	4,10
<i>Rugosomyces onychinus</i>	2,7	<i>R. mustelina</i>	5,8,11	<i>Simocybe haustellaris</i>	8,10,11
<i>Russula acetolens</i>	6,9-11	<i>R. nigricans</i>	1,7-12	<i>S. sumptuosa</i>	8,10,11
<i>R. acrifolia</i>	2,4,5,7-11	<i>R. ochroleuca</i>	6-9,11	<i>Sistotrema confluens</i>	2,11
<i>R. adusta</i>	2,5,7,9,11	<i>R. odorata</i>	7,10,11	<i>Sparassis brevipes</i>	2,5,7,8,10,11
<i>R. aeruginea</i>	8,10,11	<i>R. olivacea</i>	4,5,7,8,10,11	<i>S. crispa</i>	2,5,7,8,10,11
<i>R. albonigra</i>	2,6,9-12	<i>R. olivascens</i>	9,11	<i>Sphagnurus paluster</i>	8,11
<i>R. alutacea</i>	5,8,10,11	<i>R. parazurea</i>	8,10,11	<i>Stereum gausapatum</i>	2,7,8,10,11
<i>R. amara</i>	7,9	<i>R. pectinatoides</i>	9-11	<i>S. hirsutum</i>	1,2,4-12
<i>R. amarissima</i>	8,11	<i>R. pelargonia</i>	7,10,11	<i>S. insignitum</i>	8,11
<i>R. amoena</i>	5,8,9,11	<i>R. persicina</i>	7-11	<i>S. ochraceoflavum</i>	7,8,10,11
<i>R. amoenicolor</i>	1-3,5,8-11	<i>R. praetervisa</i>	5,8,11	<i>S. reflexulum</i>	8,11
<i>R. anthracina</i>	2,7,9-11	<i>R. pseudoaeruginea</i>	8,10	<i>S. rugosum</i>	8,11
<i>R. atropurpurea</i>	5-12	<i>R. pseudointegra</i>	8,10,11	<i>S. sanguinolentum</i>	2,5-7
<i>R. aurea</i>	2,6-12	<i>R. pseudoolivascens</i>	2,10	<i>Strobilurus esculentus</i>	6,7
<i>R. azurea</i>	8,11	<i>R. puellaris</i>	6,10,11	<i>S. stephanocystis</i>	1,5-7,10
<i>R. barlae</i>	9,11	<i>R. purpurata</i>	8,10,11	<i>Stropharia aeruginosa</i>	1,5-11
<i>R. betularum</i>	8,11	<i>R. queletii</i>	2,9-11	<i>S. coronilla</i>	1,4-8,10,11
<i>R. campestris</i>	2,5	<i>R. risigallina</i>	7-12	<i>S. pseudocyanea</i>	4,10,11
<i>R. cessans</i>	6,7,10,11	<i>R. romellii</i>	7,11	<i>Suillellus luridus</i>	5-11
<i>R. chloroides</i>	8-12	<i>R. rubroalba</i>	8-11	<i>S. permagnificus</i>	7,9-11
<i>R. claroflava</i>	9,11	<i>R. sanguinea</i>	5-11	<i>S. queletii</i>	7,8,10,11
<i>R. cyanoxantha</i>	2,4-11	<i>R. sardonias</i>	6,7,9,10	<i>Suillus bellinii</i>	1,4-7,10,11
<i>R. decipiens</i>	8-11	<i>R. silvestris</i>	9-11	<i>S. bovinus</i>	5,6,8,11
<i>R. delica</i>	1,5,6,7-11	<i>R. sororia</i>	8,10,11	<i>S. collinitus</i>	2,5-7,9-11
<i>R. densifolia</i>	6,7,9,11	<i>R. straminea</i>	7,8,10,11	<i>S. granulatus</i>	5-7,10,11
<i>R. emetica</i>	8,11	<i>R. subazurea</i>	8,10,11	<i>S. luteus</i>	1,5-8,10,11
<i>R. faginea</i>	8,11	<i>R. subfoetens</i>	4,8-11	<i>S. mediterraneensis</i>	5,7,9-11
<i>R. farinipes</i>	6,11	<i>R. torulosa</i>	5-7,10	<i>Suillus variegatus</i>	5-7
<i>R. fellea</i>	8,11	<i>R. turci</i>	2,7	<i>Tapinella atrotomentosa</i>	5,6
<i>R. foetens</i>	5-11	<i>R. vesca</i>	5,7-11	<i>T. panuoides</i>	5-8,10,11
<i>R. fragilis</i>	6-8,10-12	<i>R. vinosobrunnea</i>	8-11	<i>Thelephora anthocephala</i>	8,11
<i>R. fragrantissima</i>	5,7,8,11	<i>Russula violeipes</i>	4-6,8,10-12	<i>T. caryophyllea</i>	6-8,10,11
<i>R. fuscorubra</i>	5,10	<i>R. virescens</i>	5-8,10,11	<i>T. terrestris</i>	3,5-7,10,11
<i>R. galochroa</i>	7,10,11	<i>R. wernerii</i>	9,11	<i>Trametes gibbosa</i>	8,11
<i>Russula galochroides</i>	8,11	<i>R. xerampelina</i>	7,10,11	<i>T. hirsuta</i>	4,7,8,10,11
<i>R. globispora</i>	8,10	<i>Saproamanita vittadinii</i>	6,8,10-12	<i>T. ochracea</i>	2,8,10,11
<i>R. grata</i>	5,11	<i>Sarcodon cyrueus</i>	2,7-11	<i>T. pubescens</i>	9-11
<i>R. graveolens</i>	8-11	<i>S. fuligineoviolaceus</i>	1,6	<i>T. versicolor</i>	1,2,5,7-12
<i>R. grisea</i>	8,10,11	<i>S. glaucopus</i>	5-7	<i>Tremella aurantia</i>	8,10
<i>R. heterophylla</i>	7-11	<i>S. imbricatus</i>	2,6-9,11	<i>T. mesenterica</i>	5,7-11
<i>R. ilicis</i>	7,8,10	<i>S. leucopus</i>	2,5,7,9-11	<i>Trichaptum abietinum</i>	1-3,5,7,8
<i>R. ionochlora</i>	8,11	<i>S. scabrosus</i>	2,3,5,7-11	<i>T. bifforme</i>	4,8,10,11
<i>R. krombholzii</i>	8-11	<i>Schizophyllum commune</i>	1,2,4-8,11,12	<i>T. hollii</i>	5-7,3
<i>R. laurocerasi</i>	9-11	<i>Scleroderma areolatum</i>	8,11	<i>Tricholoma acerbum</i>	5,7-11
<i>R. lepida</i>	8-12	<i>S. bovista</i>	8,10,11	<i>T. albobrunneum</i>	5,9,11
<i>R. lilacea</i>	5,9-11	<i>S. cepa</i>	7,8,10,11	<i>T. album</i>	5,8-12
<i>R. luteotacta</i>	8-11	<i>S. citrinum</i>	7-11	<i>T. argyraceum</i>	5,10,11
<i>R. maculata</i>	4,8,10,11	<i>S. meridionale</i>	2,7,8,10,11	<i>T. atosquamosum</i>	5,8-11
<i>R. mairei</i>	8,9,11	<i>S. polyrhizum</i>	1,2,6,8-11	<i>T. aurantium</i>	1,5-7,10
<i>R. melliolens</i>	8,10,11	<i>S. verrucosum</i>	1,2,4,5,8-12	<i>T. basirubens</i>	6-10

Ann. 15 : suite (8) ...

<i>Trichaptum batschii</i>	3,5-7,10,11	<i>Tricholoma sejunctum</i>	2,5,8,10,11	<i>V. caesiointacta</i>	1,2,10,11
<i>T. boudieri</i>	1,7,11	<i>T. squarulosum</i>	4-6,8,10,11	<i>V. hypopithys</i>	3,5
<i>T. bresadolatum</i>	9-11	<i>T. stans</i>	6,7	<i>V. murinella</i>	4,5,10,11
<i>T. caligatum</i>	1-3,5-8,11	<i>T. striatum</i>	5,10,11	<i>V. taylori</i>	4,11
<i>T. cingulatum</i>	7,11	<i>T. sulphurescens</i>	6,8,10,11	<i>V. volvacea</i>	4,5,8,11
<i>T. columbetta</i>	7-9,11,12	<i>T. sulphureum</i>	4-11	<i>Volvopluteus gloiocephalus</i>	1,4,5,7-12
<i>T. coryphaeum</i>	8,11	<i>T. terreum</i>	1,2,5-8,10,11	<i>Xerocomellus chrysenteron</i>	2,5,8-11
<i>T. equestre</i>	1,2,5,7,8,10,11	<i>T. triste</i>	1,2,7,8,10,11	<i>X. dryophilus</i>	8,10,11
<i>T. focale</i>	5-7,9	<i>T. ustale</i>	6-9,11	<i>X. porosporus</i>	7-11
<i>T. gausapatum</i>	5-8,10,11	<i>T. ustaloides</i>	5,8-11	<i>Xerocomus communis</i>	8,10
<i>T. imbricatum</i>	5,6,9,11	<i>T. vaccinum</i>	5,6	<i>X. dryophilus</i>	7,8,10
<i>T. joachimii</i>	7,11	<i>T. viridilutescens</i>	8,11,12	<i>X. ferrugineus</i>	7-11
<i>T. josserandii</i>	8,11	<i>Tricholomopsis rutilans</i>	1,5-8,11	<i>X. lanatus</i>	8,10,11
<i>T. lascivum</i>	8-11	<i>Tubaria conspersa</i>	1,5,8,10,11	<i>X. subtomentosus</i>	2,4-11
<i>T. myomyces</i>	1,3-8,10,11	<i>T. dispersa</i>	4,8,11	<i>Xeromphalina campanella</i>	2,6
<i>T. orirubens</i>	8,10	<i>T. furfuracea</i>	1,3,5,7,8,10,11	<i>X. caudicinalis</i>	2,7,10
<i>T. pardinum</i>	2,10	<i>T. hiemalis</i>	5-7,10,11	<i>X. fraxinophila</i>	2,7
<i>T. pessundatum</i>	2,6,7,9,11	<i>T. romagnesiana</i>	1,9-11	<i>Xerula melanotricha</i>	1,2,5-8
<i>T. populinum</i>	8,11	<i>Tulostoma brumale</i>	5,10	<i>X. pudens</i>	1,4,9,11
<i>T. portentosum</i>	1,6-8,10,11	<i>T. lloydii</i>	3,10	<i>Xylaria hypoxylon</i>	1,5,7,8,10,11
<i>T. psammopus</i>	1,5,6,10,11	<i>T. squamosum</i>	1,6,10	<i>X. longipes</i>	8,10
<i>T. roseoacervum</i>	8,11	<i>Tylopilus felleus</i>	8,11		
<i>T. saponaceum</i>	2,4,5,7-11	<i>Vascellum pratense</i>	1,5,7,8,10,11		
<i>T. scalpturatum</i>	1,5,7-11	<i>Volvariella bombycina</i>	5-8,11		

Ann. 16 : Liste des champignons supérieurs comestibles et/ou médicinaux cultivés.

*Com. : Comestible | Méd. : Médicinal | C. : Commercialisé.

Espèces	Com.	Méd.	C.	Espèces	Com.	Méd.	C.
Espèces cultivés saprophytiques							
<i>Agaricus augustus</i>	x			<i>Fistulina hepatica</i>	x	x	
<i>Agaricus bisporus</i>	x		x	<i>Flammulina velutipes</i>	x	x	x
<i>Agaricus bitorquis</i>	x		x	<i>Fomes fomentarius</i>		x	
<i>Agaricus campestris</i>	x	x		<i>Fomitopsis betulina</i>		x	
<i>Agaricus subrufescens</i>	x	x	x	<i>Ganoderma applanatum</i>		x	
<i>Agrocybe chaxingu</i>	x		x	<i>Ganoderma capense</i>		x	
<i>Armillaria mellea</i>	x	x	x	<i>Ganoderma curtisii</i>		x	
<i>Auricularia auricula-judae</i>	x	x	x	<i>Ganoderma japonicum</i>		x	
<i>Auricularia cornea</i>	x			<i>Ganoderma lucidum</i>		x	x
<i>Auricularia delicata</i>	x		x	<i>Ganoderma oregonense</i>		x	
<i>Auricularia fuscisuccinea</i>	x		x	<i>Ganoderma sinense</i>		x	
<i>Auricularia polytricha</i>	x	x	x	<i>Ganoderma tsugae</i>		x	
<i>Calocybe gambosa</i>	x	x	x	<i>Gloeostereum incarnatum</i>	x		
<i>Calocybe indica</i>	x		x	<i>Grifola frondosa</i>	x	x	x
<i>Calvatia gigantea</i>	x	x		<i>Hericium coralloides</i>	x		
<i>Clitocybe maxima</i>	x		x	<i>Hericium erinaceus</i>	x	x	x
<i>Collybia confluens</i>		x		<i>Hymenopellis radicata</i>	x		x
<i>Coprinus comatus</i>	x		x	<i>Hypholoma capnoides</i>	x		
<i>Cordyceps militaris</i>	x	x	x	<i>Hypsizygus marmoreus</i>	x	x	x
<i>Coriolus versicolor</i>		x		<i>Hypsizygus tessellatus</i>	x	x	x
<i>Cyclocybe aegerita</i>	x	x	x	<i>Hypsizygus ulmarius</i>	x	x	x
<i>Daedalea quercina</i>		x		<i>Kuehneromyces mutabilis</i>	x		

Ann. 16 : suite ...											
Espèces	Com.	Méd.	C.		Espèces	Com.	Méd.	C.			
<i>Laetiporus sulphureus</i>	x	x	x		<i>Pleurotus citrinopileatus</i>	x		x			
<i>Laricifomes officinalis</i>		x			<i>Pleurotus cornucopiae</i>	x		x			
<i>Lentinula edodes</i>	x	x	x		<i>Pleurotus cystidiosus</i>	x		x			
<i>Lentinula giganteus</i>	x		x		<i>Pleurotus djamor</i>	x	x	x			
<i>Lentinus sajor-caju</i>	x	x	x		<i>Pleurotus eousmus</i>	x					
<i>Lentinus squarrosulus</i>	x		x		<i>Pleurotus eryngii</i>	x	x	x			
<i>Lentinus strigosus</i>	x	x			<i>Pleurotus ferulae</i>	x		x			
<i>Lentinus tigrinus</i>	x	x			<i>Pleurotus florida</i>	x		x			
<i>Lentinus tuber-regium</i>	x	x			<i>Pleurotus nebrodensis</i>	x		x			
<i>Lepista nuda</i>	x	x	x		<i>Pleurotus ostreatus</i>	x	x	x			
<i>Lepista sordida</i>	x	x			<i>Pleurotus pulmonarius</i>	x	x				
<i>Lignosus rhinocerotis</i>		x			<i>Pleurotus tuber-regium</i>	x	x				
<i>Lyophyllum decastes</i>	x	x			<i>Polyporus umbellatus</i>	x	x				
<i>Lyophyllum fumosum</i>	x				<i>Psilocybe cubensis</i>		x				
<i>Macrocybe gigantea</i>	x	x	x		<i>Psilocybe cyanescens</i>		x				
<i>Macrolepiota procera</i>	x	x	x		<i>Psilocybe mexicana</i>		x				
<i>Morchella angusticeps</i>	x	x			<i>Pycnoporus sanguineus</i>		x				
<i>Morchella conica</i>	x	x			<i>Schizophyllum commune</i>	x	x				
<i>Morchella esculenta</i>	x	x			<i>Sparassis crispa</i>	x	x				
<i>Neolentinus lepideus</i>	x				<i>Stropharia rugosoannulata</i>	x		x			
<i>Oudemansiella mucida</i>	x	x			<i>Trametes versicolor</i>	x	x				
<i>Panaeolus cinctulus</i>		x			<i>Tremella aurantialba</i>	x		x			
<i>Panaeolus cyanescens</i>		x			<i>Tremella fuciformis</i>	x	x	x			
<i>Panaeolus tropicalis</i>		x			<i>Tremella mesenterica</i>	x	x				
<i>Panellus serotinus</i>	x	x			<i>Tricholoma lobayense</i>	x		x			
<i>Phallus duplicatus</i>	x		x		<i>Tricholoma mongolicum</i>	x	x				
<i>Phallus impudicus</i>		x			<i>Volvariella bombacina</i>	x	x				
<i>Phallus indusiatus</i>	x	x	x		<i>Volvariella diplasia</i>	x					
<i>Pholiota adiposa</i>	x		x		<i>Volvariella esculenta</i>	x		x			
<i>Pholiota microspora</i>	x		x		<i>Volvariella volvacea</i>	x		x			
<i>Piptoporus betulinus</i>		x			<i>Wolfiporia extensa</i>		x				
<i>Pleurocybella porrigens</i>	x	x									
Espèces cultivés mycorrhiziens											
<i>Amanita caesarea</i>	x	x			<i>Tuber aestivum</i>						
<i>Boletus edulis</i>	x		x		<i>Tuber borchii</i>						
<i>Cantharellus cibarius</i>	x		x		<i>Tuber brumale</i>						
<i>Lactarius deliciosus</i>	x		x		<i>Tuber gibbosum</i>						
<i>Lactarius hatsudake</i>	x				<i>Tuber indicum</i>	x		x			
<i>Lyophyllum shimeji</i>	x		x		<i>Tuber macrosporum</i>						
<i>Rhizopogon roseolus</i>	x				<i>Tuber magnatum</i>						
<i>Suillus granulatus</i>	x				<i>Tuber melanosporum</i>						
<i>Tricholoma matsutake</i>	x	x	x		<i>Tuber mesentericum</i>						
					<i>Tuber oregonense</i>						

Ann. 17 : Liste mondiales des champignons sauvages utilisés comme aliments, reconnus pour être comestibles et ayant des propriétés médicinales (BoA, 2006) (ajustée).

A : Aliment - C : Comestible - M : Médicinale.

Nome scientifique	Usage	Nome scientifique	Usage	Nome scientifique	Usage
<i>Afroboletus costatispora</i>	C	<i>Amanita bingensis</i>	C	<i>Auricularia tenuis</i>	C
<i>Afroboletus luteolus</i>	A	<i>Amanita caesarea</i>	A	<i>Bankera fuligineoalba</i>	C
<i>Afrocantharellus platyphyllus</i>	C	<i>Amanita calopus</i>	C	<i>Boletellus ananas</i>	A
<i>Afrocantharellus splendens</i>	C	<i>Amanita calyptрата</i>	C	<i>Boletellus emodensis</i>	C
<i>Agaricus abruptibulbus</i>	C	<i>Amanita calyptratoides</i>	C	<i>Boletinus asiaticus</i>	C
<i>Agaricus amboensis</i>	C	<i>Amanita calyptroderma</i>	A	<i>Boletinus pinetorum</i>	C
<i>Agaricus arvensis</i>	A, M	<i>Amanita ceciliae</i>	A	<i>Boletopsis leucomelaena</i>	C
<i>Agaricus augustus</i>	A	<i>Amanita chepangiana</i>	C	<i>Boletus aereus</i>	C
<i>Agaricus benesii</i>	C	<i>Amanita constricta</i>	C	<i>Boletus aestivalis</i>	A
<i>Agaricus bernardii</i>	C	<i>Amanita crocea</i>	A	<i>Boletus appendiculatus</i>	C
<i>Agaricus bingensis</i>	C	<i>Amanita flammeola</i>	A	<i>Boletus atkinsonii</i>	C
<i>Agaricus bisporus</i>	A, M	<i>Amanita flavoconia</i>	A	<i>Boletus barrowsii</i>	C
<i>Agaricus bisporus var. albidus</i>	C	<i>Amanita flavorubescens</i>	C	<i>Boletus bicoloroides</i>	A
<i>Agaricus bitorquis</i>	A	<i>Amanita fulva</i>	A	<i>Boletus citrifragrans</i>	C
<i>Agaricus campestris</i>	A, M	<i>Amanita gemmata</i>	C	<i>Boletus edulis</i>	A, M
<i>Agaricus comtulus</i>	A	<i>Amanita goossensiae</i>	C	<i>B. erythropus var. novoguineensis</i>	C
<i>Agaricus croceolutescens</i>	C	<i>Amanita hemibapha</i>	A	<i>Boletus griseus</i>	C
<i>Agaricus cupreobrunneus</i>	C	<i>Amanita hovae</i>	C	<i>Boletus loyo</i>	A
<i>Agaricus endoxanthus</i>	C	<i>Amanita jacksonii</i>	A	<i>Boletus luridiformis</i>	C
<i>Agaricus erythrotrichus</i>	C	<i>Amanita loosii</i>	A	<i>Boletus luridus</i>	C
<i>Agaricus essettei</i>	A	<i>Amanita manginiana</i>	A	<i>Boletus michoacanus</i>	A
<i>Agaricus fuscovelatus</i>	C	<i>Amanita pachycolea</i>	C	<i>Boletus nigroviolaceus</i>	C
<i>Agaricus gennadii</i>	C	<i>Amanita perphaea</i>	A	<i>Boletus pinophilus</i>	A
<i>Agaricus goossensiae</i>	C	<i>Amanita rhodophylla</i>	C	<i>Boletus reticulatus</i>	A
<i>Agaricus impudicus</i>	A	<i>Amanita robusta</i>	C	<i>Boletus separans</i>	C
<i>Agaricus liliceps</i>	C	<i>Amanita rubescens</i>	A	<i>Boletus speciosus</i>	C
<i>Agaricus macrosporus</i>	C	<i>Amanita tanzanica</i>	C	<i>Boletus truncatus</i>	C
<i>Agaricus micromegethus</i>	C	<i>Amanita tuza</i>	A	<i>Boletus variipes</i>	A
<i>Agaricus nivescens</i>	C	<i>Amanita vaginata</i>	A	<i>Boletus violaceofuscus</i>	C
<i>Agaricus pattersonae</i>	C	<i>Amanita velosa</i>	C	<i>Boletus zelleri</i>	C
<i>Agaricus perobscurus</i>	C	<i>Amanita virgineoides</i>	C	<i>Bondarzewia berkeleyi</i>	C
<i>Agaricus placomyces</i>	C	<i>Amanita zambiana</i>	A	<i>Bondarzewia mesenterica</i>	C
<i>Agaricus silvaticus</i>	A	<i>Amanitopsis pudica</i>	C	<i>Bovista gigantea</i>	C
<i>Agaricus silvicola</i>	A	<i>Ampulloclitocybe clavipes</i>	A	<i>Bovista plumbea</i>	C, M
<i>Agaricus subedulis</i>	C	<i>Arachnion album</i>	A	<i>Buchwaldoboletus spectabilis</i>	C
<i>Agaricus subperonatus</i>	A	<i>Armillaria distans</i>	C	<i>Butyriboletus regius</i>	C
<i>Agaricus subrufescens</i>	A, M	<i>Armillaria mellea</i>	A, M	<i>Caloboletus calopus</i>	C
<i>Agaricus subrutilescens</i>	A	<i>Armillaria ostoyae</i>	A	<i>Caloboletus radicans</i>	C
<i>Agrocybe broadwayi</i>	A	<i>Desarmillaria tabescens</i>	A	<i>Calocera cornea</i>	C
<i>Agrocybe elatella</i>	C	<i>Artomyces pyxidatus</i>	A	<i>Calocera viscosa</i>	C
<i>Agrocybe farinacea</i>	C	<i>Aspropaxillus lepistoides</i>	C	<i>Calocybe gambosa</i>	A, M
<i>Agrocybe pediades</i>	C	<i>Astraeus hygrometricus</i>	C, M	<i>Calocybe indica</i>	C
<i>Agrocybe salicacicola</i>	C	<i>Aureoboletus betula</i>	A	<i>Calvatia caelata</i>	C, M
<i>Agrocybe vervacti</i>	C	<i>Aureoboletus russellii</i>	A	<i>Calvatia cyathiformis</i>	A
<i>Albatrellus confluens</i>	C, M	<i>Auricularia auricula-judae</i>	A, M	<i>Calvatia excipuliformis</i>	C, M
<i>Albatrellus ovinus</i>	A	<i>Auricularia delicata</i>	A	<i>Calvatia gigantea</i>	C, M
<i>Aleuria aurantia</i>	C	<i>Auricularia fuscosuccinea</i>	C	<i>Calvatia lilacina</i>	C
<i>Alloclavaria purpurea</i>	C	<i>Auricularia mesenterica</i>	C, M	<i>Calvatia purpurea</i>	C
<i>Amanita aurea</i>	A	<i>Auricularia polytricha</i>	C	<i>Calvatia utriformis</i>	C, M

Ann. 17 : suite (1) ...

<i>Camarophyllus niveus</i>	C	<i>Clavariadelphus unicolor</i>	A	<i>Cortinarius tenuipes</i>	C
<i>Camarophyllus subpratensis</i>	C	<i>Clavulina amethystina</i>	C	<i>Cortinarius variegatus</i>	C
<i>Cantharellula umbonata</i>	C	<i>Clavulina cinerea</i>	A	<i>Cotylidia aurantiaca</i>	C
<i>Cantharellus cibarius</i>	A, M	<i>Clavulina cristata</i>	A	<i>Craterellus aureus</i>	C
<i>C. cibarius var. latifolius</i>	C	<i>Clavulina rugosa</i>	C	<i>Craterellus cornucopioides</i>	A, M
<i>Cantharellus cinereus</i>	C	<i>Clavulinopsis fusiformis</i>	C	<i>C. cornucop. var. parvisporus</i>	C
<i>Cantharellus cinnabarinus</i>	C	<i>Clavulinopsis helvola</i>	C	<i>Craterellus fallax</i>	A
<i>Cantharellus congolensis</i>	A	<i>Clavulinopsis miyabeana</i>	C	<i>Craterellus ignicolor</i>	A
<i>Cantharellus cyanescens</i>	C	<i>Climacocystis borealis</i>	C	<i>Craterellus luteocomus</i>	C
<i>Cantharellus cyanoxanthus</i>	C	<i>Clitocybe hypocalamus</i>	A	<i>Craterellus odoratus</i>	A
<i>Cantharellus defibulatus</i>	C	<i>Clitocybe nebularis</i>	A	<i>Craterellus tubaeformis</i>	A
<i>Cantharellus densifolius</i>	A	<i>Clitocybe odora</i>	C	<i>Crepidotus applanatus</i>	C
<i>Cantharellus eucalyptorum</i>	A	<i>Clitocybe suaveolens</i>	A	<i>Crepidotus mollis</i>	C
<i>Cantharellus floccosus</i>	C	<i>Clitopilus prunulus</i>	A	<i>Cronartium conigenum</i>	C
<i>Cantharellus floridulus</i>	A	<i>Collybia anombe</i>	C	<i>Cuphophyllus pratensis</i>	C
<i>Cantharellus formosus</i>	C	<i>Collybia attenuata</i>	C	<i>Cuphophyllus virgineus</i>	C
<i>Cantharellus incarnatus</i>	C	<i>Collybia aurea</i>	C	<i>Cyclocybe aegerita</i>	C
<i>C. infundibuliformis</i>	C	<i>Collybia confluens</i>	A	<i>Cyclocybe cylindracea</i>	A
<i>Cantharellus isabellinus</i>	C	<i>Collybia contorta</i>	C	<i>Cyclocybe parasitica</i>	C
<i>Cantharellus longisporus</i>	A	<i>Collybia familia</i>	C	<i>Cymatoderma dendriticum</i>	C
<i>Cantharellus luteopunctatus</i>	C	<i>Collybia oronga</i>	C	<i>Cymatoderma elegans</i>	C
<i>Cantharellus miniatescens</i>	A	<i>Collybia piperata</i>	C	<i>Cystoderma amianthinum</i>	C
<i>Cantharellus minor</i>	A	<i>Collybia polyphylla</i>	C	<i>Cystoderma terreii</i>	C
<i>Cantharellus pseudocibarius</i>	A	<i>Collybia pseudocalopus</i>	A	<i>Cyttaria darwinii</i>	A
<i>Cantharellus pseudofriesii</i>	C	<i>Collybia subpruinosa</i>	A	<i>Cyttaria espinosae</i>	A
<i>Cantharellus ruber</i>	C	<i>Collybia tamatavae</i>	C	<i>Cyttaria gunnii</i>	A
<i>Cantharellus rufopunctatus</i>	C	<i>Connopus acervatus</i>	C	<i>Cyttaria hariotii</i>	A
<i>C. rufopunctatus var. ochraceus</i>	C	<i>Cookeina sulcipes</i>	C	<i>Cyttaria hookeri</i>	C
<i>Cantharellus subalbidus</i>	C	<i>Cookeina tricholoma</i>	C	<i>Dacrymyces palmatus</i>	C
<i>Cantharellus subcibarius</i>	C	<i>Coprinellus disseminatus</i>	C	<i>Dacryopinax spathularia</i>	C
<i>Cantharellus symoensii</i>	A	<i>Coprinellus micaceus</i>	A	<i>Dictyophora echinovolvata</i>	C
<i>Cantharellus tenuis</i>	C	<i>Coprinosopsis acuminata</i>	C	<i>Echinoderma asperum</i>	C
<i>Catathelasma imperiale</i>	C	<i>Coprinosopsis atramentaria</i>	C, M	<i>Endophyllum yunnanensis</i>	C
<i>Catathelasma ventricosum</i>	A	<i>Coprinus africanus</i>	A	<i>Enteridium lycoperdon</i>	C
<i>Cerioporus squamosus</i>	C	<i>Coprinus castaneus</i>	C	<i>Entoloma abortivum</i>	A
<i>Chalciporus piperatus</i>	C	<i>Coprinus cinereus</i>	C	<i>Entoloma aprilis</i>	C
<i>Chlorophyllum hortense</i>	A	<i>Coprinus comatus</i>	C	<i>Entoloma argyropus</i>	C
<i>C. madagascariense</i>	C	<i>Coprinus sterquilinus</i>	C	<i>Entoloma bloxamii</i>	C
<i>Chlorophyllum molybdites</i>	C	<i>Corditubera bovonei</i>	C	<i>Entoloma clypeatum</i>	A
<i>Chlorophyllum olivieri</i>	C	<i>Cortinarius albviolaceus</i>	C	<i>Entoloma crassipes</i>	C
<i>Choiromyces aboriginum</i>	A	<i>Cortinarius armeniacus</i>	C	<i>Entoloma madidum</i>	C
<i>Choiromyces meandriformis</i>	C	<i>Cortinarius armillatus</i>	C	<i>Entoloma microcarpum</i>	C
<i>Chroogomphus jamaicensis</i>	A	<i>C. claricolor var. turmalis</i>	C	<i>Exsudoporus frostii</i>	A
<i>Chroogomphus rutilus</i>	A	<i>Cortinarius collinitus</i>	C	<i>Favolus brasiliensis</i>	A
<i>Chroogomphus vinicolor</i>	A	<i>Cortinarius elatior</i>	C	<i>Favolus brunneolus</i>	A
<i>Cladonia stellaris</i>	A	<i>Cortinarius glaucopus</i>	A	<i>Favolus tessellatus</i>	A
<i>Clavaria albiramea</i>	C	<i>Cortinarius largus</i>	C	<i>Fistulina hepatica</i>	A, M
<i>Clavaria aurea</i>	C	<i>Cortinarius orichalceus</i>	C	<i>Flammulina velutipes</i>	A, M
<i>Clavaria fragilis</i>	A	<i>Cortinarius praestans</i>	A	<i>Floccularia albolanaripes</i>	C
<i>Clavariadelphus cokeri</i>	A	<i>Cortinarius prasinus</i>	C	<i>Floccularia luteovirens</i>	A
<i>Clavariadelphus pistillaris</i>	A	<i>Cortinarius pseudosalar</i>	C	<i>Fuligo septica</i>	C
<i>Clavariadelphus sachalinensis</i>	C	<i>Cortinarius purpurascens</i>	C	<i>Ganoderma lucidum</i>	C, M
<i>Clavariadelphus truncatus</i>	A	<i>Cortinarius rufo-olivaceus</i>	A	<i>Ganoderma tsugae</i>	C, M

Ann. 17 : suite (2) ...

<i>garicus brunneofibrillosus</i>	A	<i>Hygrocybe conica</i>	C	<i>Lactarius chrysorrheus</i>	C
<i>Gastrodia elata</i>	C	<i>Hygrocybe laeta</i>	C	<i>Lactarius congolensis</i>	C
<i>Gautieria mexicana</i>	C	<i>Hygrocybe nigrescens</i>	A	<i>Lactarius controversus</i>	C
<i>Geastrum fimbriatum</i>	C	<i>Hygrocybe obrussea</i>	C	<i>Lactarius deliciosus</i>	A
<i>Geastrum triplex</i>	A, M	<i>Hygrocybe punicea</i>	C	<i>Lactarius denigricans</i>	A
<i>Gliophorus psittacinus</i>	C	<i>Hygrocybe unguinosa</i>	C	<i>Lactarius densifolius</i>	A
<i>Gloeoporus conchoides</i>	A	<i>Hygrophoropsis aurantiaca</i>	A	<i>Lactarius deterrimus</i>	C
<i>Gloeostereum incarnatum</i>	C	<i>Hygrophoropsis mangepasii</i>	C	<i>Lactarius flavidulus</i>	C
<i>Gomphidius glutinosus</i>	C	<i>Hygrophorus agathosmus</i>	C	<i>Lactarius gymnocarpoides</i>	A
<i>Gomphidius maculatus</i>	C	<i>Hygrophorus arbustivus</i>	C	<i>Lactarius gymnocarpus</i>	A
<i>Gomphidius purpurascens</i>	C	<i>Hygrophorus camarophyllus</i>	C	<i>Lactarius hatsudake</i>	A
<i>Gomphus clavatus</i>	A	<i>Hygrophorus chrysodon</i>	A	<i>Lactarius heimii</i>	A
<i>Goossensia cibarioides</i>	C	<i>Hygrophorus eburneus</i>	C	<i>Lactarius indigo</i>	A
<i>Grifola frondosa</i>	C, M	<i>Hygrophorus erubescens</i>	C	<i>Lactarius inversus</i>	C
<i>Grifola gargal</i>	A	<i>Hygrophorus limacinus</i>	C	<i>Lactarius japonicus</i>	C
<i>Guepinia helvelloides</i>	C	<i>Hygrophorus lucorum</i>	C	<i>Lactarius kabansus</i>	A
<i>Gymnopilus earlei</i>	A	<i>Hygrophorus olivaceoalbus</i>	C	<i>Lactarius laeticolor</i>	C
<i>Gymnopilus hispidellus</i>	A	<i>Hygrophorus penarius</i>	C	<i>Lactarius laevigatus</i>	A
<i>Gymnopus dryophilus</i>	C	<i>Hygrophorus pudorinus</i>	C	<i>Lactarius latifolius</i>	C
<i>Gyrodon intermedius</i>	A	<i>Hygrophorus purpurascens</i>	A	<i>Lactarius luteopus</i>	A
<i>Gyrodon lividus</i>	C	<i>Hygrophorus russula</i>	A	<i>Lactarius medusae</i>	A
<i>Gyrodon merulioides</i>	C	<i>Hymenopellis radicata</i>	C	<i>Lactarius mitissimus</i>	C
<i>Gyromitra ambigua</i>	C	<i>Hypholoma lateritium</i>	A	<i>Lactarius necator</i>	C
<i>Gyromitra antartica</i>	C	<i>Hypholoma wambensis</i>	C	<i>Lactarius pallidus</i>	C
<i>Gyromitra esculenta</i>	C	<i>Hypomyces lactifluorum</i>	A	<i>Lactarius pelliculatus</i>	C
<i>Gyromitra infula</i>	A	<i>Hypomyces macrosporus</i>	C	<i>Lactarius phlebophyllus</i>	A
<i>Gyromitra ussuriensis</i>	C	<i>Hypsizygus tesselatus</i>	A	<i>Lactarius princeps</i>	C
<i>Gyroporus ballouii</i>	C	<i>Hypsizygus tessulatus</i>	A	<i>Lactarius pseudovolemus</i>	C
<i>Gyroporus castaneus</i>	C	<i>Hypsizygus ulmarius</i>	C	<i>Lactarius pubescens</i>	C
<i>Hebeloma fastibile</i>	A	<i>Ileodictyon cibarium</i>	C	<i>Lactarius pyrogalus</i>	C
<i>Hebeloma mesophaeum</i>	A	<i>Imleria badia</i>	A	<i>Lactarius quietus</i>	C
<i>Helvella acetabulum</i>	A	<i>Infundibulicybe geotropa</i>	C	<i>Lactarius resimus</i>	C
<i>Helvella crispa</i>	A	<i>Infundibulicybe gibba</i>	C	<i>Lactarius rubidus</i>	C
<i>Helvella elastica</i>	A	<i>Infundibulicybe squamulosa</i>	C	<i>Lactarius rubrilacteus</i>	A
<i>Helvella lacunosa</i>	A	<i>Kalaharituber pfeilii</i>	A	<i>Lactarius rubroviolascens</i>	C
<i>Helvella macropus</i>	A	<i>Kobayasia nipponica</i>	C	<i>Lactarius rufus</i>	C
<i>Hericium abietis</i>	A	<i>Kuehneromyces mutabilis</i>	C	<i>Lactarius salmonicolor</i>	A
<i>Hericium caput-ursi</i>	C	<i>Laccaria amethystea</i>	A	<i>Lactarius sanguifluus</i>	C
<i>Hericium clathroides</i>	C	<i>L. amethysteo-occidentalis</i>	C	<i>Lactarius scrobiculatus</i>	A
<i>Hericium coralloides</i>	C	<i>Laccaria amethystina</i>	A	<i>Lactarius sesemotani</i>	C
<i>Hericium erinaceus</i>	A, M	<i>Laccaria bicolor</i>	A	<i>Lactarius subdulcis</i>	C
<i>Hericium flagellum</i>	A	<i>Laccaria edulis</i>	C	<i>Lactarius subindigo</i>	A
<i>Hericium laciniatum</i>	C	<i>Laccaria farinacea</i>	C	<i>Lactarius tanzanicus</i>	A
<i>Hericium ramosum</i>	C	<i>Laccaria laccata</i>	A	<i>Lactarius torminosus</i>	C
<i>Hohenbuehelia petaloides</i>	C	<i>Laccaria proxima</i>	A	<i>Lactarius trivialis</i>	C
<i>Hortiboletus rubellus</i>	C	<i>Laccaria scrobiculatus</i>	C	<i>Lactarius volemoides</i>	A
<i>Hydnopolyporus fimbriatus</i>	C	<i>Laccocephalum mylittae</i>	A, M	<i>Lactarius xerampelinus</i>	A
<i>Hydnopolyporus palmatus</i>	A	<i>Lacrymaria lacrymabunda</i>	C	<i>Lactarius yazooensis</i>	A
<i>Hydnum repandum</i>	A	<i>Lactarius akahatsu</i>	A	<i>Lactarius zonarius</i>	C
<i>Hydnum umbilicatum</i>	C	<i>Lactarius angustus</i>	C	<i>Lactifluus corrugis</i>	A
<i>Hydypasrya tulasnei</i>	C	<i>L. annulatoangustifolius</i>	A	<i>Lactifluus edulis</i>	C
<i>Hygrocybe cantharellus</i>	C	<i>Lactarius camphoratus</i>	C	<i>Lactifluus piperatus</i>	A
<i>Hygrocybe coccinea</i>	C	<i>Lactarius carbonicola</i>	C	<i>Lactifluus vellereus</i>	C

Ann. 17 : suite (3) ...

<i>Lactifluus volemus</i>	A, M	<i>Leucocoprinus cheimonoceps</i>	A	<i>Marasmius personatus</i>	C
<i>Lactocollybia aequatorialis</i>	A	<i>Leucocoprinus discoideus</i>	C	<i>Marasmius piperodora</i>	C
<i>Laetiporus sulphureus</i>	A	<i>Leucocoprinus gandour</i>	C	<i>Marasmius purpureostriatus</i>	C
<i>Lanopila nipponica</i>	C	<i>Leucocoprinus imerinensis</i>	C	<i>Megacollybia platyphylla</i>	C
<i>Laricifomes officinalis</i>	C, M	<i>Leucocoprinus nanianae</i>	C	<i>Melanoleuca alboflavida</i>	C
<i>Leccinum aurantiacum</i>	A	<i>Leucocoprinus tanetensis</i>	C	<i>Melanoleuca brevipes</i>	C
<i>Leccinum chromapes</i>	C	<i>Leucocortinarius bulbiger</i>	C	<i>Melanoleuca evenosa</i>	C
<i>Leccinum extremorientale</i>	C	<i>Leucopaxillus giganteus</i>	C	<i>Melanoleuca grammopodia</i>	C
<i>Leccinum griseum</i>	A	<i>Limacella glioderma</i>	C	<i>Melanoleuca melaleuca</i>	A
<i>Leccinum manzanitae</i>	C	<i>Limacella illinita</i>	C	<i>Meripilus giganteus</i>	A
<i>Leccinum oxydabile</i>	C	<i>Lycoperdon candidum</i>	C	<i>Microporus affinis</i>	C
<i>Leccinum rugosiceps</i>	C	<i>Lycoperdon curtisii</i>	C	<i>Microsalliota brunneosperma</i>	A
<i>Leccinum scabrum</i>	A	<i>Lycoperdon endotephrum</i>	C	<i>Morchella angusticeps</i>	C
<i>Leccinum testaceoscabrum</i>	C	<i>Lycoperdon gemmatum</i>	C	<i>Morchella conica</i>	A
<i>Leccinum versipelle</i>	C	<i>Lycoperdon marginatum</i>	C	<i>Morchella costata</i>	C
<i>Lentinellus cochleatus</i>	C	<i>Lycoperdon oblongisporum</i>	C	<i>Morchella crassipes</i>	A
<i>Lentinula boryana</i>	A	<i>Lycoperdon peckii</i>	A	<i>Morchella deliciosa</i>	C, M
<i>Lentinula edodes</i>	A, M	<i>Lycoperdon perlatum</i>	A, M	<i>Morchella elata</i>	A
<i>Lentinula lateritia</i>	C	<i>Lycoperdon pusillum</i>	C, M	<i>Morchella esculenta</i>	A, M
<i>Lentinus araucariae</i>	C	<i>Lycoperdon pyriforme</i>	A, M	<i>Morchella intermedia</i>	C
<i>Lentinus brunneofloccosus</i>	C	<i>Lycoperdon rimulatum</i>	C	<i>Morchella rigida</i>	C
<i>Lentinus cladopus</i>	C	<i>Lycoperdon umbrinum</i>	A	<i>Morchella vulgaris</i>	C
<i>Lentinus crinitus</i>	A	<i>Lycoperdonfloccosum</i>	C	<i>Morchellaumbrina</i>	C
<i>Lentinus glabratus</i>	A	<i>Lyophyllum aggregatum</i>	C	<i>Mucidula brunneomarginata</i>	C
<i>Lentinus javanicus</i>	C	<i>Lyophyllum connatum</i>	C	<i>Mycena aschi</i>	C
<i>Lentinus praerigidus</i>	A	<i>Lyophyllum decastes</i>	A, M	<i>Mycena bipindiensis</i>	C
<i>Lentinus prolifer</i>	C	<i>Lyophyllum fumosum</i>	C	<i>Mycena flavescens</i>	C
<i>Lentinus sajor-caju</i>	C	<i>Lyophyllum shimeji</i>	C	<i>Mycena pura</i>	A
<i>Lentinus squarrosulus</i>	A	<i>Lyophyllum sykosporum</i>	C	<i>Mycenastrum corium</i>	C
<i>Lentinus strigosus</i>	A	<i>Macrocybe gigantea</i>	A	<i>Mycetinis scorodonius</i>	C
<i>Lentinus subnudus</i>	C	<i>Macrocybe gigantea</i>	A	<i>Mycoleptodonoides aitchisonii</i>	C
<i>Lentinus tigrinus</i>	C	<i>Macrolepiota africana</i>	C	<i>Neoboletus erythropus</i>	A
<i>Lentinus velutinus</i>	A, M	<i>Macrolepiota dolichaula</i>	C	<i>Neoclitocybe bissiseta</i>	A
<i>Lenzites elegans</i>	C	<i>Macrolepiota excoriata</i>	A	<i>Neofavolus alveolaris</i>	A
<i>Lepiota clypeolaria</i>	C	<i>Macrolepiota gracilentia</i>	C	<i>Neolentinus adhaerens</i>	C
<i>Lepiota discipes</i>	C	<i>M. gracilentia</i> var. <i>goossensiae</i>	C	<i>Neolentinus lepideus</i>	C
<i>Lepiota grassei</i>	C	<i>Macrolepiota mastoidea</i>	C	<i>Neolentinus ponderosus</i>	A
<i>Lepiota henningsii</i>	C	<i>Macrolepiota procera</i>	A	<i>Ophiocordyceps sinensis</i>	C, M
<i>Lepiota madirokelensis</i>	C	<i>M. procera</i> var. <i>vezo</i>	C	<i>Ossicaulis lignatilis</i>	C
<i>Lepiota ventriosospora</i>	C	<i>Macrolepiota prominens</i>	C	<i>Otidea opasica</i>	C
<i>Lepista caespitosa</i>	C	<i>Macrolepiota puellaris</i>	C	<i>Oudemansiella canarii</i>	A
<i>Lepista cafferorum</i>	C	<i>Macrolepiota rubescens</i>	C	<i>Oudemansiella mucida</i>	C
<i>Lepista glaucocana</i>	C	<i>Macrolepiota zeyheri</i>	C	<i>Oudemansiella venoslamellata</i>	C
<i>Lepista irina</i>	C	<i>Marasmius albogriseus</i>	C	<i>Pachyma hoelen</i>	C
<i>Lepista luscina</i>	C	<i>Marasmius arborescens</i>	C	<i>Panellus serotinus</i>	C
<i>Lepista nuda</i>	A, M	<i>Marasmius buzungolo</i>	C	<i>Panus conchatus</i>	C
<i>Lepista ovispora</i>	A	<i>Marasmius caryophylleus</i>	C	<i>Panus crinitus</i>	C
<i>Lepista saeva</i>	A	<i>Marasmius crinis-equi</i>	C	<i>Parmelia austrosinensis</i>	A
<i>Lepista sordida</i>	C	<i>Marasmius grandisetulosus</i>	C	<i>Pashopanus hygrophanus</i>	C
<i>Leucangium carthusianum</i>	C	<i>Marasmius heinemannianus</i>	C	<i>Peziza badia</i>	A
<i>Leucoagaricus bisporus</i>	C	<i>Marasmius hungo</i>	C	<i>Peziza vesiculosa</i>	C, M
<i>Leucoagaricus leucothites</i>	A	<i>Marasmius maximus</i>	C	<i>Phaeangium lefebvrei</i>	C
<i>Leucoagaricus rhodecephalus</i>	C	<i>Marasmius oreades</i>	A	<i>Phaeoclavulina ochracea</i>	C

Ann. 17 : suite (4) ...

<i>Phaeolepiota aurea</i>	C	<i>Pluteus pellitus</i>	C	<i>Ramaria rubiginosa</i>	A
<i>Phaeomarasmius affinis</i>	C	<i>Pluteus subcervinus</i>	C	<i>Ramaria rubripermanens</i>	A
<i>Phallus fragrans</i>	C	<i>Podabrella microcarpa</i>	C	<i>Ramaria sanguinea</i>	A
<i>Phallus impudicus</i>	C, M	<i>Podaxis pistillaris</i>	C, M	<i>Ramaria stricta</i>	C
<i>Phallus luteus</i>	C	<i>Podoscypha nitidula</i>	C	<i>Ramaria subaurantiaca</i>	A
<i>Phellorinia inquinans</i>	C	<i>Pogonomyces hydnoides</i>	A	<i>Ramaria subbotrytis</i>	A
<i>Phlebia incarnata</i>	A	<i>Polyozellus multiplex</i>	C	<i>Rhizopogon luteolus</i>	C
<i>Phlebopus colossus</i>	A	<i>Polyporus aquosus</i>	A	<i>Rhizopogon piceus</i>	C
<i>Phlebopus sudanicus</i>	C	<i>Polyporus arcularius</i>	A	<i>Rhizopogon roseolus</i>	C
<i>Pholiota adiposa</i>	C	<i>Polyporus badius</i>	C	<i>Rhizopogon rubescens</i>	C
<i>Pholiota aurivella</i>	C	<i>Polyporus blanchetianus</i>	C	<i>Rhodocollybia butyracea</i>	A
<i>Pholiota austrospumosa</i>	C	<i>Polyporus brasiliensis</i>	C	<i>Rhodocollybia distorta</i>	C
<i>Pholiota bicolor</i>	A	<i>Polyporus grammocephalus</i>	A	<i>Rhodophyllum aprilis</i>	C
<i>Pholiota edulis</i>	C	<i>Polyporus indigenus</i>	A	<i>Rhodophyllum clypeatus</i>	A
<i>Pholiota highlandensis</i>	C	<i>Polyporus moluccensis</i>	C	<i>Rhodophyllum crassipes</i>	C
<i>Pholiota lenta</i>	A	<i>Polyporus sapurema</i>	A	<i>Rozites caperatus</i>	A
<i>Pholiota lubrica</i>	C	<i>Polyporus stipitarius</i>	A	<i>Rubinoboletus luteopurpureus</i>	C
<i>Pholiota nameko</i>	C	<i>Polyporus tenuiculus</i>	C	<i>Russula aciculocystis</i>	C
<i>Pholiota squarrosa</i>	C	<i>Polyporus tricholoma</i>	A	<i>Russula adusta</i>	C
<i>Phylloporus rhodaxanthus</i>	C	<i>Polyporus umbellatus</i>	C, M	<i>Russula aeruginea</i>	A
<i>Pleurocybella porrigens</i>	C	<i>Porphyrellus atrobrunneus</i>	C	<i>Russula afronigricans</i>	C
<i>Pleurotus abalonus</i>	C	<i>Porphyrellus porphyrosporus</i>	C	<i>Russula albonigra</i>	C
<i>Pleurotus circinatus</i>	C	<i>Psathyrella hymenoccephala</i>	A	<i>Russula alutacea</i>	A
<i>Pleurotus citrinopileatus</i>	C	<i>Psathyrella atroumbonata</i>	A	<i>Russula amaendum</i>	C
<i>Pleurotus concavus</i>	A	<i>Psathyrella candolleana</i>	A	<i>Russula atropurpurea</i>	C
<i>Pleurotus cornucopiae</i>	A	<i>Psathyrella copriniceps</i>	A	<i>Russula atrovirens</i>	C
<i>Pleurotus cystidiosus</i>	C	<i>Psathyrella piluliformis</i>	C	<i>Russula aurea</i>	C
<i>Pleurotus djamor</i>	A	<i>Psathyrella rugocephala</i>	C	<i>Russula brevipes</i>	A
<i>Pleurotus dryinus</i>	A	<i>Psathyrella spadicea</i>	C	<i>Russula cellulata</i>	A
<i>Pleurotus eryngii</i>	A	<i>Pseudocraterellus laeticolor</i>	C	<i>Russula chamaeleontina</i>	C
<i>Pleurotus ferulae</i>	C	<i>Pseudohydnum gelatinosum</i>	C	<i>Russula chloroides</i>	C
<i>Pleurotus flexilis</i>	C	<i>Psiloboletinus lariceti</i>	C	<i>Russula ciliata</i>	C
<i>Pleurotus floridanus</i>	C	<i>Psilocybe zapotecorum</i>	C	<i>Russula claroflava</i>	C
<i>Pleurotus fossulatus</i>	C	<i>Ptychoverpa bohemica</i>	A	<i>Russula compressa</i>	C
<i>Pleurotus levis</i>	A	<i>Pulveroboletus aberrans</i>	C	<i>Russula congoana</i>	C
<i>Pleurotus magnificus</i>	C	<i>Pycnoporus cinnabarinus</i>	C, M	<i>Russula consobrina</i>	C
<i>Pleurotus nepalensis</i>	C	<i>Pycnoporus sanguineus</i>	A, M	<i>Russula cyanoxantha</i>	A
<i>Pleurotus ostreatoroseus</i>	C	<i>Ramalina ecklonii</i>	C	<i>Russula cyclosperma</i>	C
<i>Pleurotus ostreatus</i>	A, M	<i>Ramaria apiculata</i>	C	<i>Russula delicata</i>	A
<i>Pleurotus pulmonarius</i>	C	<i>Ramaria araiospora</i>	A	<i>Russula densifolia</i>	A
<i>Pleurotus rhodophyllum</i>	C	<i>Ramaria aurea</i>	A	<i>Russula diffusa</i>	C
<i>Pleurotus roseopileatus</i>	C	<i>Ramaria bonii</i>	C	<i>Russula eburneoareolata</i>	C
<i>Pleurotus salignus</i>	C	<i>Ramaria botrytis</i>	A	<i>Russula emetica</i>	C
<i>Pleurotus smithii</i>	C	<i>Ramaria botrytoides</i>	C	<i>Russula erythropus</i>	C
<i>Pleurotus spodoleucus</i>	C	<i>Ramaria cystidiophora</i>	C	<i>Russula foetens</i>	A
<i>Pleurotus squarrosulus</i>	A	<i>Ramaria fistulosa</i>	C	<i>Russula fragilis</i>	C
<i>Pleurotus tuber-regium</i>	A, M	<i>Ramaria flava</i>	A	<i>Russula heimii</i>	C
<i>Plicaria badia</i>	C	<i>Ramaria flavobrunnescens</i>	A	<i>Russula heterophylla</i>	A
<i>Pluteus atomarginatus</i>	C	<i>Ramaria formosa</i>	C	<i>Russula hiemissilvae</i>	C
<i>Pluteus aurantiorugosus</i>	A	<i>Ramaria fuscobrunnea</i>	A	<i>Russula lepida</i>	A
<i>Pluteus cervinus</i>	A	<i>Ramaria obtusissima</i>	A	<i>Russula liberiensis</i>	C
<i>Pluteus ealaensis</i>	C	<i>Ramaria pulcherrima</i>	C	<i>Russula lutea</i>	A
<i>Pluteus leoninus</i>	C	<i>Ramaria rosella</i>	C	<i>Russula macropoda</i>	C

Ann. 17 : suite (5) ...

<i>Russula madegassensis</i>	C	<i>Strobilomyces confusus</i>	C	<i>Tirmania africana</i>	C
<i>Russula mariae</i>	A	<i>Strobilomyces coturnix</i>	C	<i>Tirmania nivea</i>	C
<i>Russula mexicana</i>	C	<i>Strobilomyces strobilaceus</i>	A	<i>Tirmania pinoyi</i>	C
<i>Russula minutula</i>	C	<i>Strobilomyces velutipes</i>	C	<i>Trametes cubensis</i>	A
<i>Russula nigricans</i>	A	<i>Stropharia coronilla</i>	A	<i>Trametes ochracea</i>	A
<i>Russula nitida</i>	C	<i>Stropharia rugosoannulata</i>	C	<i>Trametes robiniophila</i>	C
<i>Russula ochroleuca</i>	C	<i>Suillus abietinus</i>	C	<i>Trametes versicolor</i>	C, M
<i>Russula olivacea</i>	A	<i>Suillus acidus</i>	C	<i>Tremella aurantia</i>	C, M
<i>Russula olivascens</i>	C	<i>Suillus americanus</i>	A	<i>Tremella concrescens</i>	C
<i>Russula ornaticeps</i>	C	<i>Suillus bovinus</i>	C	<i>Tremella foliacea</i>	C
<i>Russula phaeocephala</i>	C	<i>Suillus brevipes</i>	A	<i>Tremella fuciformis</i>	C, M
<i>Russula praetervisa</i>	C	<i>Suillus cavipes</i>	A	<i>Tremella mesenterica</i>	C, M
<i>Russula pseudoamaendum</i>	C	<i>Suillus granulatus</i>	A	<i>Tremella reticulata</i>	A
<i>Russula pseudostriatoviridis</i>	C	<i>Suillus grevillei</i>	C, M	<i>Tremellodendron schweinitzii</i>	C
<i>Russula queletii</i>	C	<i>Suillus hirtellus</i>	A	<i>Trichaptum trichomallum</i>	A
<i>Russula romagnesiana</i>	A	<i>Suillus lakei</i>	C	<i>Tricholoma atosquamosum</i>	C
<i>Russula rosacea</i>	C	<i>Suillus luteus</i>	A, M	<i>Tricholoma bakamatsutake</i>	C
<i>Russula rosea</i>	C	<i>Suillus placidus</i>	C	<i>Tricholoma caligatum</i>	A
<i>Russula roseoalba</i>	C	<i>Suillus plorans</i>	C	<i>Tricholoma equestre</i>	A
<i>Russula roseostriata</i>	C	<i>Suillus pseudobrevipes</i>	A	<i>Tricholoma fulvum</i>	C
<i>Russula rubra</i>	C	<i>Suillus pungens</i>	C	<i>Tricholoma imbricatum</i>	C
<i>Russula rubroalba</i>	C	<i>Suillus subluteus</i>	C	<i>Tricholoma japonicum</i>	C
<i>Russula sanguinea</i>	A	<i>Suillus tomentosus</i>	A	<i>Tricholoma magnivelare</i>	C
<i>Russula sardonias</i>	C	<i>Suillus variegatus</i>	C	<i>Tricholoma magnivelare</i>	A
<i>Russula schizoderma</i>	C	<i>Suillus viscidus</i>	C	<i>Tricholoma matsutake</i>	A, M
<i>Russula sese</i>	C	<i>Tapinella atrotomentosa</i>	C	<i>Tricholoma mauritianum</i>	C
<i>Russula sesenagula</i>	C	<i>Tephrocye atrata</i>	C	<i>Tricholoma mongolicum</i>	C
<i>Russula striatoviridis</i>	C	<i>Terfezia arenaria</i>	C	<i>Tricholoma muscarium</i>	C
<i>Russula sublaevis</i>	C	<i>Terfezia boudieri</i>	C	<i>Tricholoma orirubens</i>	C
<i>Russula tanzaniae</i>	C	<i>Terfezia claveryi</i>	C	<i>Tricholoma pessundatum</i>	C
<i>Russula vesca</i>	C	<i>Terfezia leonis</i>	C	<i>Tricholoma populinum</i>	A
<i>Russula violeipes</i>	A	<i>Termitomyces albuminosus</i>	A	<i>Tricholoma portentosum</i>	C
<i>Russula virescens</i>	A, M	<i>Termitomyces aurantiacus</i>	A	<i>Tricholoma saponaceum</i>	C
<i>Russula viscida</i>	C	<i>Termitomyces clypeatus</i>	A	<i>Tricholoma scabrum</i>	C
<i>Russula xerampelina</i>	A	<i>Termitomyces cylindricus</i>	C	<i>Tricholoma sejunctum</i>	A
<i>Sarcodon aspratus</i>	A	<i>Termitomyces entolomoides</i>	C	<i>Tricholoma sulphureum</i>	A
<i>Sarcodon imbricatus</i>	A	<i>Termitomyces eurhizus</i>	A	<i>Tricholoma terreum</i>	C
<i>Sarcodon lobatus</i>	C	<i>Termitomyces fuliginosus</i>	C	<i>Tricholoma ustaloides</i>	C
<i>Sarcoscypha coccinea</i>	A	<i>Termitomyces globulus</i>	A	<i>Tricholoma vaccinum</i>	C
<i>Sarcosphaera coronaria</i>	A	<i>Termitomyces heimii</i>	C	<i>Tricholoma zangii</i>	C
<i>Schizophyllum breviamellatum</i>	C	<i>Termitomyces letestui</i>	A	<i>Tricholomella leucocephala</i>	C
<i>Schizophyllum commune</i>	A, M	<i>Termitomyces mammiformis</i>	A	<i>Tricholomopsis decora</i>	C
<i>Schizophyllum fasciatum</i>	C	<i>Termitomyces medius</i>	A	<i>Tricholomopsis rutilans</i>	C
<i>Scleroderma bovonei</i>	C	<i>Termitomyces microcarpus</i>	A, M	<i>Trogia infundibuliformis</i>	C
<i>Scleroderma citrinum</i>	C	<i>Termitomyces radicans</i>	C	<i>Tuber aestivum</i>	A
<i>Scleroderma radicans</i>	C	<i>Termitomyces robustus</i>	A	<i>Tuber borchii</i>	A
<i>Scleroderma texense</i>	C	<i>Termitomyces schimperi</i>	A	<i>Tuber brumale</i>	C
<i>Scleroderma verrucosum</i>	C, M	<i>Termitomyces singidensis</i>	A	<i>Tuber californicum</i>	C
<i>Secotium himalaicum</i>	C	<i>Termitomyces striatus</i>	C	<i>Tuber gibbosum</i>	C
<i>Sparassis crispa</i>	A	<i>Termitomyces titanicus</i>	A	<i>Tuber hiemalbum</i>	C
<i>Sphaerothallia esculenta</i>	A	<i>Termitomyces umkowaanii</i>	C	<i>Tuber indicum</i>	C
<i>Sporisorium cruentum</i>	A	<i>Termitomyces aurantiacus</i>	C	<i>Tuber magnatum</i>	A
<i>Stereopsis hiscens</i>	C	<i>Thelephora ganbajum</i>	A	<i>Tuber melanosporum</i>	A

Ann. 17 : suite (6) ...					
<i>Tuber mesentericum</i>	C	<i>Ustilago maydis</i>	A, M	<i>Volvopluteus gloiocephalus</i>	C
<i>Tuber moschatum</i>	C	<i>Vascellum gudenii</i>	C	<i>Wolfiporia extensa</i>	C, M
<i>Tuber oligospermum</i>	C	<i>Vascellum intermedium</i>	A	<i>Wynnella silvicola</i>	C
<i>Tuber rufum</i>	C	<i>Vascellum pratense</i>	C	<i>Xanthoconium separans</i>	C
<i>Tuber sinosum</i>	A	<i>Verpa conica</i>	C	<i>Xerocomellus chrysenteron</i>	C
<i>Tubosaeta brunneosetosa</i>	C	<i>Volvariella bakeri</i>	C	<i>Xerocomus ferrugineus</i>	C
<i>Turbinellus floccosus</i>	A	<i>Volvariella bombycina</i>	C	<i>Xerocomus pallidosporus</i>	C
<i>Turbinellus kauffmanii</i>	A	<i>Volvariella diplasia</i>	C	<i>Xerocomus soyeri</i>	C
<i>Tylopilus felleus</i>	A	<i>Volvariella esculenta</i>	A	<i>Xerocomus subtomentosus</i>	A
<i>Umbilicaria esculenta</i>	A, M	<i>Volvariella parvispora</i>	C	<i>Xeromphalina campanella</i>	C, M
<i>Umbilicaria muehlenbergii</i>	A	<i>Volvariella terastria</i>	C	<i>Xylosma flexuosum</i>	C
<i>Ustilago esculenta</i>	A, M	<i>Volvariella volvacea</i>	A, M		

Ann. 18 : Listes des champignons supérieurs identifiés comme étant toxiques ou mortels (CHAVANT, 2008 ; GROVES, 1981 ; WIKIPEDIA, 2021b, 2020), ajustée.

*Noc : Nocivité - T : Toxique - M : Mortel

Nome scientifique	Noc*	Nome scientifique	Noc*	Nome scientifique	Noc*
<i>Agaricus bresadolanus</i>	T	<i>Amanita phalloides</i>	M	<i>Cortinarius cinnabarinus</i>	T
<i>Agaricus californicus</i>	T	<i>Amanita porphyria</i>	T	<i>Cortinarius cinnamomeofulvus</i>	T
<i>Agaricus hondensis</i>	T	<i>Amanita proxima</i>	M	<i>Cortinarius cinnamomeoluteus</i>	T
<i>Agaricus menieri</i>	T	<i>Amanita pseudoporphyria</i>	T	<i>Cortinarius cinnamomeus</i>	T
<i>Agaricus moelleri</i>	T	<i>Amanita pseudoregalis</i>	T	<i>Cortinarius cruentus</i>	T
<i>Agaricus phaeolepidotus</i>	T	<i>Amanita pseudorubescens</i>	T	<i>Cortinarius eartoxicus</i>	M
<i>Agaricus placomyces</i>	T	<i>Amanita regalis</i>	T	<i>Cortinarius gentilis</i>	T M
<i>Agaricus romagnesii</i>	T	<i>Amanita russuloides</i>	T	<i>Cortinarius limonium</i>	T
<i>Agaricus xanthodermus</i>	T	<i>Amanita smithiana</i>	M	<i>Cortinarius malicorius</i>	T
<i>Amanita abrupta</i>	T	<i>Amanita smithiana</i>	T M	<i>Cortinarius mirandus</i>	T
<i>Amanita aprica</i>	T	<i>Amanita sphaerobulbosa</i>	M	<i>Cortinarius orellanus</i>	T M
<i>Amanita arocheae</i>	M	<i>Amanita subjunquillea</i>	M	<i>Cortinarius palustris</i>	T
<i>Amanita bisporigera</i>	M	<i>Amanita subpallidorosea</i>	M	<i>Cortinarius phoeniceus</i>	T
<i>Amanita boudieri</i>	T	<i>Amanita verna</i>	M	<i>Cortinarius rubellus</i>	M
<i>Amanita brunnescens</i>	T	<i>Amanita virosa</i>	M	<i>Cortinarius rubicundulus</i>	T
<i>Amanita citrina</i>	T	<i>Ampulloclitocybe clavipes</i>	T	<i>Cortinarius semisanguineus</i>	T
<i>Amanita cokeri</i>	T	<i>Boletus legaliae</i>	T	<i>Cortinarius smithii</i>	T
<i>Amanita cothurnata</i>	T	<i>Boletus lupinus</i>	T	<i>Cortinarius speciosissimus</i>	M
<i>Amanita echinocephala</i>	T	<i>Boletus pulcherrimus</i>	M	<i>Cortinarius splendens</i>	M
<i>Amanita exitialis</i>	M	<i>Boletus rhodopurpureus</i>	T	<i>Cudonia circinans</i>	T
<i>Amanita farinosa</i>	T	<i>Boletus satanas</i>	T	<i>Echinoderma asperum</i>	T
<i>Amanita flavorubescens</i>	T	<i>Chlorophyllum molybdites</i>	T	<i>Echinoderma calcicola</i>	T
<i>Amanita fuliginea</i>	M	<i>Claviceps purpurea</i>	M	<i>Entoloma albidum</i>	T
<i>Amanita gioiosa</i>	T	<i>Clitocybe cerussata</i>	T	<i>Entoloma rhodopolium</i>	T
<i>Amanita gracilior</i>	T	<i>Clitocybe dealbata</i>	T M	<i>Entoloma sinuatum</i>	T M
<i>Amanita heterochroma</i>	T	<i>Clitocybe illudens</i>	T	<i>Entoloma vernum</i>	T
<i>Amanita hongoi</i>	T	<i>Clitocybe phylophila</i>	T	<i>Galerina autumnalis</i>	T
<i>Amanita ibotengutake</i>	T	<i>Clitocybe rivulosa</i>	T M	<i>Galerina marginata</i>	M
<i>Amanita junquillea</i>	T	<i>Coprinopsis alopecia</i>	T	<i>Galerina sulciiceps</i>	M
<i>Amanita magnivelaris</i>	M	<i>Coprinopsis atramentaria</i>	T	<i>Gymnopilus spectabilis</i>	T
<i>Amanita muscaria</i>	T M	<i>Coprinopsis romagnesiana</i>	T	<i>Gyromitra esculenta</i>	M
<i>Amanita neoovoidea</i>	T	<i>Coprinus atramentarius</i>	T	<i>Gyromitra perlata</i>	T
<i>Amanita ocreata</i>	M	<i>Cortinarius bolaris</i>	T	<i>Gyromitra spp.</i>	M
<i>Amanita pantherina</i>	T M	<i>Cortinarius callisteus</i>	T	<i>Hapalopilus nidulans</i>	T

Ann. 18 : suite ...			
<i>Hebeloma crustuliniforme</i>	T	<i>Lactarius scrobiculatus</i>	T
<i>Hebeloma sinapizans</i>	T	<i>Lactarius torminosus</i>	T
<i>Helvella crispa</i>	T	<i>Lepiota brunneoincarnata</i>	M
<i>Helvella dryophila</i>	T	<i>Lepiota brunneolilacea</i>	T M
<i>Helvella lactea</i>	T	<i>Lepiota castanea</i>	M
<i>Helvella lacunosa</i>	T	<i>Lepiota helveola</i>	T M
<i>Helvella vespertina</i>	T	<i>Lepiota josserandii</i>	M
<i>Hypholoma fasciculare</i>	T M	<i>Lepiota molybdites</i>	T
<i>Hypholoma lateritium</i>	T	<i>Lepiota pseudoheveola</i>	T
<i>Hypholoma marginatum</i>	T	<i>Lepiota subincarnata</i>	T M
<i>Hypholoma radicosum</i>	T	<i>Lepiota venenata</i>	T
<i>Imperator rhodopurpureus</i>	T	<i>Leucocoprinus rhacodes</i>	T
<i>Imperator torosus</i>	T	<i>Mycena diosma</i>	T
<i>Inocybe asterospora</i>	T	<i>Mycena pura</i>	T
<i>Inocybe fastigiata</i>	T	<i>Mycena rosea</i>	T
<i>Inocybe fibrosa</i>	T	<i>Omphalotus illudens</i>	T M
<i>Inocybe geophylla</i>	T	<i>Omphalotus japonicus</i>	T M
<i>Inocybe hystrix</i>	T	<i>Omphalotus nidiformis</i>	T
<i>Inocybe lacera</i>	T	<i>Omphalotus olearius</i>	M
<i>Inocybe lilacina</i>	T	<i>Omphalotus olivascens</i>	T
<i>Inocybe patouillardii</i>	M	<i>Panaeolus cinctulus</i>	T
<i>Inocybe patouillardii</i>	M	<i>Panaeolus sphinctrinus</i>	T
<i>Inocybe rimosa</i>	T	<i>Panus stipticus</i>	T
<i>Inocybe sambucina</i>	T	<i>Paralepistopsis acromelalga</i>	T
<i>Inocybe sublilacina</i>	T	<i>Paralepistopsis amoenolens</i>	T
<i>Inosperma erubescens</i>	M	<i>Paxillus involutus</i>	M
<i>Lactarius rufus</i>	T	<i>Pholiotina rugosa</i>	T M
		<i>Pleurocybella porrigens</i>	M
		<i>Podostroma cornu-damae</i>	M
		<i>Psilocybe cyanescens</i>	T
		<i>Psilocybe semilanceata</i>	T
		<i>Ramaria formosa</i>	T
		<i>Ramaria neoformosa</i>	T
		<i>Ramaria pallida</i>	T
		<i>Rubroboletus legaliae</i>	T
		<i>Rubroboletus lupinus</i>	T
		<i>Rubroboletus pulcherrimus</i>	T
		<i>Rubroboletus satanas</i>	T
		<i>Russula emetica</i>	T
		<i>Russula olivacea</i>	T
		<i>Russula subnigricans</i>	T M
		<i>Sarcosphaera coronaria</i>	T
		<i>Sarcosphaera crassa</i>	T
		<i>Tricholoma auratum</i>	T
		<i>Tricholoma equestre</i>	M
		<i>Tricholoma filamentosum</i>	T
		<i>Tricholoma muscarium</i>	T
		<i>Tricholoma pardinum</i>	T
		<i>Tricholoma sulfureum</i>	T
		<i>Tricholoma virgatum</i>	T
		<i>Trogia venenata</i>	T M
		<i>Turbinellus floccosus</i>	T
		<i>Turbinellus kauffmanii</i>	T