

9

MAI 2021

rnf

cahier

Prise en compte de la fonge dans les espaces naturels

Biologie, ressources documentaires,
inventaires, suivis, analyses des données,
bioindication, évaluation des impacts
de gestion, intégration dans les plans de
gestion

Réserves
Naturelles
DE FRANCE



RÉSERVES NATURELLES DE FRANCE

Réalisation et financement :

Réserves Naturelles de France, GEREPI.



En partenariat :

La Société Mycologique de France et l'Association pour le Développement d'Outils Naturalistes et Informatiques pour la Fonge



En collaboration avec :

Le Conservatoire Botanique des Pyrénées et de Midi-Pyrénées et l'Office National des Forêts



Coordination du document :

Yann Sellier, Nicolas Debaive

Rédaction :

Yann Sellier ^{4, 6, 8, 10, 14}, Valentine Dupont ⁶, Daniel Sugny ^{5, 13}, Gérald Gruhn ⁷, Gilles Corriol ³, Carole Hannoire ³, Pascal Hériveau ¹, Christian Deconchat ¹⁴, Raphaël Hervé ^{2, 4, 10, 14}, Floriane Lefort ⁶, Justine Léauté ⁶, Bruno Coué ¹¹, Didier Huart ¹², Joseph Garrigue ⁹, Michel Hairaud ¹¹, Alain Gardiennet ¹⁵, Vincent Lagardère ¹⁴, Nicolas Debaive ⁸

¹ Association Mycologique de Ploemeur Morbihan, 2, allée des Alouettes, 56270 Ploemeur

² Association pour le Développement d'Outils Naturalistes et Informatiques, 3 rue du Professeur Laguesse, 59000 Lille

³ Conservatoire Botanique des Pyrénées et de Midi-Pyrénées, Vallon de Salut, BP 315, 65203 Bagnères-de-Bigorre cedex

⁴ Fédération des Associations Mycologiques de l'Ouest, 6 Boulevard Auguste Peneau, 44300 Nantes

⁵ Fédération Mycologique de l'Est, 14 rue Jacques Prévert, 70400 Héricourt

⁶ GEREPI, Moulin de Chitré, 86210 Vouneuil-sur-Vienne

⁷ Office National des Forêts, 5 avenue Mirandol, 48000 Mende

⁸ Réserves Naturelles de France, La Bourdonnerie, 2 allée Pierre Lacroute CS 67524, 21075 Dijon cedex

⁹ Réserve Naturelle Nationale de la Forêt de la Massane, Laboratoire Arago, 66650 Banyuls-sur-Mer

¹⁰ Société Mycologique de France, 18 rue Rottembourg, 75012 Paris

¹¹ Société Mycologique du Massif d'Argenson, 8 Place du Centre, 79360 Marigny

¹² Société Mycologique du Nord de la France, Département de Botanique, Faculté des sciences pharmaceutiques et biologiques, 3 rue du Professeur Laguesse, 59000 Lille

¹³ Société Mycologique du Pays de Montbéliard, 1, rue du Château, 25200 Montbéliard

¹⁴ Société Mycologique du Poitou, 24 rue des Fougères, 86550 Mignaloux-Beauvoir

¹⁵ Société Mycologique Issoise, Mairie, 20, Place du Général Leclerc, 21120 Is-sur-Tille

Relecture et compléments :

Michel Granger, Sylvie Tourdiat, Guillaume Eyssartier, Anne Douard, Valérie Fiers, Pierre-Arthur Moreau.

Photos :

Brigitte Capoen, Pascal Chautrand, Christian Deconchat, Patrick Gatignol, Gérald Gruhn, Eduardo Furrázola Gomez, Michel Hairaud, Pascal Hériveau, Raphaël Hervé, Didier Huart, Vincent Lagardère, Christian Lechat, Jean-

Louis Lefèvre, Limousin Nature Environnement, Vincent Montagne, Andgelo Montbert, Jean-Caude Négret, Pierre Plat, Yann Sellier, Société Mycologique de France, Daniel Sugny, Patrice Tanchaud, Marion Van Der Vegte, Wildlife Health Ghent Ugent.

Photo de couverture :

Hygrocybe à marge crénelée (*Hygrocybe coccineocrenata*) © Y. Sellier

Citation :

Sellier Y., Dupont V., Sugny D., Gruhn G., Corriol G., Hannoire C., Hériveau P., Deconchat C., Hervé R., Lefort F., Léauté J., Coué B., Huart D., Garrigue J., Hairaud M., Gardiennet A., Lagardère V. & Debaive N. 2021. Prise en compte de la fonge dans les espaces naturels. Biologie, ressources documentaires, inventaires, suivis, analyses des données, bioindication, évaluation des impacts de gestion, intégration dans les plans de gestion. Cahier Technique des Réserves Naturelles de France. Édité par Réserves Naturelles de France, Dijon, France. 295 p.

Mise en page :

Studio Préférences

Résumé :

Ce cahier technique se veut un couteau suisse pour la mycologie, abordant cette science sous différents aspects. Dans un premier temps, il apporte les éléments nécessaires à la bonne compréhension de la fonge : biologie, écologie et facteurs d'influences. Des pistes pour entrer en contact avec des mycologues : sociétés mycologiques, fédérations, etc., ainsi que différentes formations à ce métier, sont ensuite proposées. Le cahier technique explique dans une troisième partie les méthodes pour mettre en place des études (inventaires, suivis), et en interpréter les résultats (indicateur de l'état de l'inventaire, patrimonialité, impacts des modes de gestion, état de conservation, bioindication). Une quatrième partie traite de l'importance de la prise en compte des champignons dans les diagnostics et la gestion des sites, et la dernière apporte des informations et outils facilitant l'information, et propose des animations autour des champignons. Chaque point de ce cahier s'accompagne de ressources, liens Internet et annexes numériques afin de permettre aux utilisateurs d'accéder rapidement à un maximum d'informations.

Mots clés :

Champignons, mycologie, espaces naturels protégés, réserve naturelle, état de conservation, patrimonialité, bioévaluation, bioindication, inventaire, étude, suivi, animation, écologie, biologie, facteurs d'influence, plan de gestion, formation.

Abstract:

This technical notebook is intended as a Swiss army knife for mycology, approaching this science under various aspects. It first provides necessary elements for a good understanding of fungi: biology, ecology and influencing factors. Then it suggests tips for getting in touch with mycologists: mycological societies, federations, etc., as well as various courses in this discipline. The notebook explains in a third part some methods for setting up studies (inventories, monitoring), and for interpreting the results (indicator of inventory status, heritage value, impacts of management methods, state of conservation, bioindication). A fourth part deals with the importance of taking fungi into account in diagnostics and site management schemes, and the last one refers to specific information and tools facilitating information, and suggests animations around fungi. Each point in this notebook goes with resources, Internet links, and digital appendices to allow users to rapidly access as much information as possible.

Key words:

Mushrooms, , fungus, mycology, protected natural areas, nature reserve, state of conservation, heritage value, bioassessment, bioindication, inventory, study, monitoring, animation, ecology, biology, determining factors, management plan, training.

ISBN : 978-2-490598-05-2



Éditorial

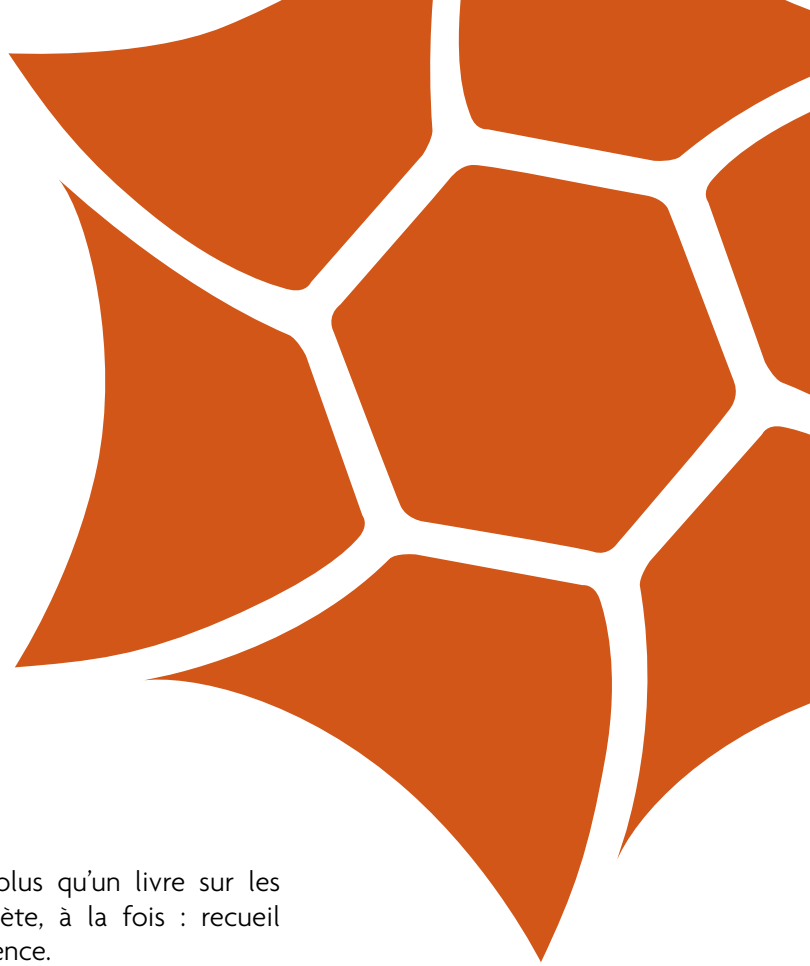
Que de chemin parcouru par notre atelier Cryptoflore ! Né en 2013, cet atelier était alors le Petit Poucet, centré sur des sujets que peu de personnes abordaient ou comprenaient (algues, bryophytes, lichens, champignons). C'est notamment le cas de la mycologie, science multiple englobant un règne à part entière. Car il est vrai que le monde des champignons, bien au-delà des seules espèces comestibles que tout le monde connaît, peut apeurer à qui veut y pénétrer, tant il est vaste, foisonnant et en grande partie inconnu. L'édition de plusieurs documents techniques ou de communication, comme la réalisation de formations ont permis de faire découvrir notre atelier et de révéler les champignons sous un nouveau jour.

Ce document, né d'un partenariat fructueux établi entre Réserves Naturelles de France (RNF), la Société Mycologique de France (SMF) et l'Association pour le Développement d'Outils Naturalistes et Informatiques (ADONIF), constitue la deuxième production de cette convention tripartite (il succède au protocole national d'étude des champignons des pelouses et prairies maigres, paru en 2017). Ce travail n'aurait pas été possible sans les contributions importantes du Conservatoire Botanique des Pyrénées et de Midi-Pyrénées et de l'Office national des forêts. Il est important ici de souligner que ce cahier est le fruit de la synergie des compétences, des connaissances et des savoir-faire de grands spécialistes français.

J'espère que ce cahier participera à montrer les nombreux intérêts portés par l'étude de la fonge et éveillera chacun sur l'importance de la complémentarité des connaissances pour mieux appréhender la fonctionnalité de nos écosystèmes. Ce cahier technique, comme la fonge, foisonne de diversité. Il doit plutôt être considéré comme une boîte à outils, dans laquelle on vient prendre ici et là les éléments dont on a besoin, que comme un ouvrage à lire de bout en bout. Il a été conçu dans l'objectif de répondre aux questions des béotiens comme à celles des fins techniciens, des mycologues comme des gestionnaires. Son but est surtout de créer une porte entre ces deux mondes au profit de la protection, de l'étude et de la prise en compte des champignons dans les espaces naturels protégés, mais aussi bien au-delà. En effet, ce groupe taxinomique, resté un peu en marge des politiques environnementales, est sous la menace et montre des signes inquiétants de dégradations et de disparitions d'espèces... Il est essentiel de remédier à cette situation préoccupante.

Enfin, chers lecteurs, si vous n'avez pas encore pénétré le monde des champignons, il est espéré que l'aventure que vous allez mener en les étudiant vous passionne autant que toutes celles et ceux qui ont un jour contracté le virus de la mycologie. Puisse, pour vous comme pour eux, la diversité des couleurs, des arômes, des formes, des traits de vies ou des niches écologiques... être un enchantement.

Yann Sellier
Coanimateur de l'atelier
Cryptoflore



Préface

L'ouvrage que vous avez en mains, est beaucoup plus qu'un livre sur les champignons. C'est une boîte à outils très complète, à la fois : recueil mycologique, guide d'orientation et ouvrage de référence.

L'auteur, naturaliste professionnel, nous fait bénéficier de ses compétences très étendues et de son expérience autant sur le plan de la biodiversité que sur la gestion des espaces naturels.

De plus, mycologue passionné et reconnu, ses connaissances dans ce domaine, viennent compléter les trois volets de la biodiversité que sont, la faune, la flore et la fonge.

Cette dernière, très longtemps ignorée des instances naturalistes que ce soit au niveau territorial ou sur le plan national, n'a jusqu'alors pu bénéficier de moyens financiers et humains à la hauteur des enjeux, aucun champignon ne bénéficiant de statut de protection.

Cependant les mentalités évoluent et une prise de conscience des enjeux se précise. Sous l'impulsion de mycologues d'avant-garde, la mycologie environnementale est devenue une réalité. Création de référentiel national, de bases de données d'inventaire, de listes rouges selon les critères UICN...

Dans le même esprit, ces cahiers techniques apportent les moyens de vous faciliter l'accès à la connaissance mycologique. Un ouvrage unique qui vous donne envie d'en savoir plus sur le monde mystérieux des champignons, partie intégrante des écosystèmes globaux.

Je souhaite à l'auteur tout le succès que mérite cet ouvrage.

Raphaël Hervé
Le Président de la SMF
Le 10 septembre 2020

SOMMAIRE

Avertissement	14
Introduction	14
Chapitre 1 : Qu'est-ce que la fonge ?	15
1. Définition	17
2. Origines	17
3. Délimitation du règne fongique	18
3.1. Les champignons « inférieurs »	19
3.2. Les champignons « supérieurs »	21
4. Diversité	22
4.1. Dans le monde	22
4.2. En France	22
5. Morphologie	23
5.1. Mycélium	23
5.2. Carpophore (ou sporophore)	24
5.3. Distinction macromycètes/micromycètes	31
6. Cycle de vie des champignons	31
6.1. Stades anamorphes et téléomorphes	31
6.2. La reproduction sexuée	32
7. Écologie	33
7.1. Facteurs d'influence et menaces des champignons	33
7.2. Les types trophiques chez les champignons	39
7.3. Rôle des champignons pour les autres organismes vivants	44
8. Détermination et reconnaissance	45
8.1. Éléments macroscopiques	45
8.2. Éléments microscopiques	50
8.3. Méthodes moléculaires	53
8.4. Bibliographie	54
8.5. Sites Internet	56
Chapitre 2 : Ressources en mycologues ou devenir mycologue	57
1. Faire appel à des mycologues	59
1.1. Contexte lié à la mycologie	59
1.2. Trouver des mycologues	59
2. Se former à la mycologie	63
2.1. Les formations disponibles en mycologie	63
2.2. Les forums en ligne	65
2.3. Les sites Internet incontournables	66
Chapitre 3 : Prise en compte des champignons dans les espaces naturels	69
1. Contexte général	71
2. Intégration de la fonge dans les plans de gestion	72
2.1. Description des espèces présentes	72
2.2. Identifier la ou les responsabilités de l'espace naturel protégé pour la fonge présente	74
3. Quelles sont les mesures de gestion les plus adéquates pour favoriser la fonge ?	77
3.1. Conseils généraux de gestion	77
3.2. Les milieux pelouse et prairie maigre	78
3.3. Les milieux forestiers	80
3.4. Les milieux dunaires	81
3.5. Les milieux humides et tourbeux	82
Chapitre 4 : Protocoles d'inventaires et de suivis fongiques	83
1. Aperçu historique sur les inventaires fongiques réalisés en France	85
1.1. Les pionniers	85
1.2. Naissance de la mycologie	86
1.3. L'âge d'or des flores	87
1.4. La période moderne	88
1.5. Perspectives	89

9
MAI 2021

cahier rnf

2. Dispositions communes à l'ensemble des études sur la fonge	90
2.1. Statut du foncier et autorisations	90
2.2. Sur le terrain	90
2.3. En laboratoire	92
2.4. Sauvegarde des données	95
3. Méthodes d'inventaire et de suivis fongiques d'un site	98
3.1. Fréquence et récurrence des relevés	98
3.2. Temps et coût des prospections	99
3.3. Protocole général de comparaison synchronique d'habitats ou de mode gestion ou diachronique d'une même zone	100
3.4. Techniques de prospection	102
3.5. Dénombrement des carpophores	104
3.6. Recherche des interactions entre sols, plantes et champignons	105
4. Focus sur l'inventaire de groupes particuliers	105
4.1. Les aphyllophorales	105
4.2. Les champignons coprophiles ou fimicoles	109
4.3. Les micromycètes phytopathogènes	111
Chapitre 5 : Interprétation des inventaires et suivis fongiques	115
1. Présentation générale et évaluation du travail d'inventaire ou de suivi	117
1.1. L'indice de représentativité de l'inventaire (Ir)	117
1.2. Recherche des différentes guildes trophiques	119
1.3. Diversité fongique relative à la flore et aux habitats	119
1.4. Représentation graphique des résultats	120
2. Diversité	123
2.1. Diversité fongique (Df)	123
2.2. Diversité aréale (Da)	124
2.3. Indice d'abondance des espèces les plus typiques du site (Ia)	124
2.4. Fréquence d'apparition des espèces les plus typiques du site (F)	125
3. Spectre biologique (Sb) des cortèges fongiques	125
3.1. Outil numérique nécessaire	125
3.2. Spectre biologique d'un site (Sb)	126
3.3. Calcul de l'indice de spectre biologique forestier (Sbf)	127
4. Recherche des interactions entre sols, plantes et champignons	128
4.1. Caractérisation du pH	128
4.2. Caractérisation des conditions stationnelles à l'aide des plantes	129
5. Outil de bioévaluation mycologique — base de données saproxyliques : un outil du Conservatoire botanique national des Pyrénées et de Midi-Pyrénées	130
5.1. Contexte	130
5.2. Objectifs	130
5.3. Historique de réalisation	130
5.4. Objectifs opérationnels pour la poursuite du développement de l'outil	131
5.5. Contact	132
6. Bioévaluation fongique en milieux humides : un outil du Conservatoire botanique national des Pyrénées et de Midi-Pyrénées	132
6.1. Contexte et objectifs	132
6.2. Résumé de la démarche	133
6.3. Contact	133
7. Patrimonialité	134
7.1. Les listes rouges	134
7.2. Les espèces déterminantes	137
7.3. Présentation des espèces d'intérêt	137
7.4. Calcul de l'indice de patrimonialité (Ip)	137
8. Présentation synthétique des données d'une étude	139
Chapitre 6 : Les protocoles clé en main	141
1. Protocole « CHEGD Fungi »	143
1.1. Introduction	143
1.2. Objectifs et intérêt du protocole	144
1.3. Réalisation des inventaires	145
1.4. Interprétation des résultats	148
1.5. Évaluation du potentiel fongique d'une pelouse lors d'une seule visite	148
1.6. Évaluation de l'intérêt d'une prairie sur une seule visite	150
1.7. Évaluation des prairies à l'aide des CHEGD	150

1.8. Présentation des résultats obtenus	151
1.9. Indicateur NS	154
1.10. Outils d'aide à l'identification des hygrocybes	156
1.11. Stimulation des initiatives nationales et européennes	156
2. Protocole de géolocalisation des perturbations du sol	156
2.1. Objectifs	157
2.2. Méthodes	157
2.3. Spatialisation de perturbations	158
2.4. Méthode d'analyse des géolocalisations fongiques	158
2.5. Exemple appliqué de géolocalisations de perturbations	158
3. Protocoles d'étude des champignons forestiers dans le cadre du Protocole de Suivi Dendrométrique des Réserves Forestières (PSDRF) : un outil proposé par l'Office National des Forêts	161
3.1. Introduction	161
3.2. Cadre d'application	162
3.3. Groupe taxinomique ciblé	162
3.4. Échantillonnage	162
3.5. Prospection de terrain	162
3.6. Pression d'observation	162
3.7. Variante complémentaire du suivi	163
3.8. Matériel nécessaire	163
3.9. Récolte des échantillons	163
3.10. Temps et personnel nécessaires	163
3.11. Interprétation	164
3.12. Contacts	164
Chapitre 7 : Communiquer autour des champignons	165
1. Les usages	167
1.1. Nommer les champignons	167
1.2. Usages historiques	167
1.3. Consommation	169
1.4. Médecine	175
1.5. Utilisations modernes et innovantes	175
2. Supports d'animation	177
2.1. Les sorties découvertes naturalistes opportunistes	178
2.2. Les idées reçues sur les champignons	178
2.3. Un atelier des arômes	180
2.4. Un atelier de culture de pleurotes	180
2.5. Les expositions de champignons	181
2.6. Les clés de détermination des grands groupes de champignons	182
2.7. Les puzzles ou schémas à compléter pour évoquer l'anatomie, les cycles de vie, l'écologie des espèces...	182
2.8. Le jeu du panier	184
2.9. L'élaboration d'une sporée	185
2.10. Les quizz	185
2.11. Les posters et fascicules d'information	186
2.12. La confection de diaporamas et la réalisation de conférences	186
2.13. Un atelier microscopie	186
3. Quelques histoires incroyables sur les champignons	187
3.1. L'individu champignon et les plus gros du monde	187
3.2. L'âge des carpophores de champignons	189
3.3. Les ronds de sorcières	189
3.4. Hébelomes et cadavres	190
3.5. Le Pilobolus et l'accélération fulgurante	191
3.6. Schizophylle commun (<i>Schizophyllum commune</i>)	192
3.7. Tramètes aux couleurs changeantes (<i>Trametes versicolor</i>)	193
3.8. L'Amadouvier (<i>Fomes fomentarius</i>)	194
3.9. Le Polypore du Bouleau (<i>Fomitopsis betulina</i>)	194
3.10. Le Coprin noir d'encre (<i>Coprinus atramentarius</i>)	195
3.11. L'Oronge ou Amanite des Césars (<i>Amanita caesarea</i>)	196
3.12. Champignons et plastique	197
Bibliographie	199
Remerciements	211

Annexes	213
Annexe 1 : Liste des espèces de champignons exotiques en France (Desprez-Loustau et coll. 2010)	214
Annexe 2 : Fiches de présentation des espèces françaises de champignons en liste rouge mondiale (Document mis à jour le 03/04/2019) http://iucn.ekoo.se/iucn/species_list/	216
Annexe 3 : Liste des espèces de champignons présents sur la proposition de liste rouge des milieux tourbeux d'Europe occidentale (Moreau 2002). Mise à jour tTaxref 10 avec lors de changements, entre parenthèses, les taxons originaux cités dans la publication.	220
Annexe 4 : Liste des espèces de champignons proposées à la convention de Berne en 2001 (Koune 2001)	223
Annexe 5 : Coordonnées des associations mycologiques françaises (mise à jour au 03-2019)	224
Annexe 6 : Liste des espèces de champignons bio-indicateurs (Sellier, Sugny, & Corriol 2015)	236
Annexe 7 : Fiche de détermination type pour les Basidiomycètes	243
Annexe 8 : Fiche de détermination type pour les Ascomycètes	245
Annexe 9 : Étiquette pour l'identification et le stockage d'exsiccata	246
Annexe 10 : Étiquette de terrain pour la collecte d'échantillons individualisés à déterminer	247
Annexe 11 : Publications dépouillées dans le cadre de l'outil CBNPMP sur la naturalité forestière	248
Annexe 12 : Fiche type de relevé de terrain	250
Annexe 13 : Fiche de relevé de protocole CHEGD	252
Annexe 14 : Résultats pour différents sites CHEGD de référence en Europe	254
Annexe 15 : Outil d'aide à l'identification des hygrocybes et espèces à confusion possible pour le diagnostic terrain	255
Annexe 16 : Fiche de présentation des mousses accompagnant régulièrement les champignons CHEGD	256
Annexe 17 : Plan de rapport mycologique type	257
Annexe 18 : Ressources numériques mises à disposition	259

Table des illustrations

Figure 1 : Principales évolutions des phylums fongiques	18
Figure 2 : Myxomycètes passant de la forme plasmodiale (gauche) au stade fructifié (encore immature) (à droite) © V. Lagardère	18
Figure 3 : <i>Batrachochytrium salamandrivorans</i> © Wildlife Health Ghent, UGent	19
Figure 4 : Carpophores de <i>Pilobolus</i> sur crottes de mouton © Y. Sellier	19
Figure 5 : <i>Spinellus fusiger</i> dévorant un mycène © V. Lagardère	19
Figure 6 : <i>Glomus herreriae</i> © Eduardo Furrázola Gomez	20
Figure 7 : Asque contenant des centaines de spores © M. Hairaud	21
Figure 8 : Asque contenant des spores et paraphyses © Y. Sellier	21
Figure 9 : Phragmobasides © B. Capoen	22
Figure 10 : Homobaside et spores © Y. Sellier	22
Figure 11 : Schéma d'un mycélium septé	23
Figure 12 : Mycélium se propageant sur bois mort © V. Lagardère	24
Figure 13 : Mycélium de pleurote en huître x400 © Y. Sellier	24
Figure 14 : Principaux éléments morphologiques d'un carpophore © Y. Sellier	24
Figure 15 : Les différents rôles remplis par les carpophores à pied et chapeau (traduit de Halbwachs et coll. 2016)	25
Figure 16 : Hyménium de basidiomycète montrant quelques basides © Y. Sellier	26
Figure 17 : Lames adnées © Y. Sellier	26
Figure 18 : Lames libres © Y. Sellier	26
Figure 19 : Lames décurrentes © Y. Sellier	26
Figure 20 : Lames échancrées © Y. Sellier	26
Figure 21 : Lame à maturation irrégulière par tache © Y. Sellier	26
Figure 22 : Lame à maturation régulière © Y. Sellier	26
Figure 23 : Lame à maturation irrégulière depuis la bordure © Y. Sellier	26
Figure 24 : Expulsion de spores d'un lycoperdon © Y. Sellier	27
Figure 25 : Pézize en pleine sporulation © V. Lagardère	27
Figure 26 : Spores de <i>Peziza apiculata</i> © P. Chautrand	27
Figure 27 : Spores de <i>Hydnотria tulasnei</i> © P. Chautrand	27
Figure 28 : Spores de <i>Neotiella rutilans</i> © P. Chautrand	27
Figure 29 : Spore de <i>Tuber foetidum</i> © P. Chautrand	27
Figure 30 : Spores de <i>Ramsbottomia macrantha</i> © P. Chautrand	27
Figure 31 : Spore de <i>Ascobolus viridis</i> © P. Chautrand	27
Figure 32 : Hyménium poré © V. Lagardère	27
Figure 33 : Hyménium lamellé © V. Lagardère	27
Figure 34 : Hyménium à aiguillon © V. Lagardère	27

Figure 35 : Hyménium en sac © V. Lagardère	27
Figure 36 : Hyménium lisse (au centre du disque) © V. Lagardère	28
Figure 37 : Hyménium ridé © V. Lagardère	28
Figure 38 : Pied cylindrique © Y. Sellier	28
Figure 39 : Pied caverneux © Y. Sellier	28
Figure 40 : Pied obèse © Y. Sellier	28
Figure 41 : Champignon à pied excentré © Y. Sellier	28
Figure 42 : Champignon à pied gluant © Y. Sellier	28
Figure 43 : Voile de cortine reliant le pied à la marge du chapeau © Y. Sellier	29
Figure 44 : Cortine gluante collant les pores (couleur rouille) d'un cortinaire © Y. Sellier	29
Figure 45 : Anneau membraneux simple descendant © V. Lagardère	29
Figure 46 : Anneau membraneux double © Y. Sellier	29
Figure 47 : Champignon à pied et chapeau © V. Lagardère	30
Figure 48 : Champignon en forme de cage © Y. Sellier	30
Figure 49 : Champignon en forme de disque © Y. Sellier	30
Figure 50 : Champignon en console © Y. Sellier	30
Figure 51 : Champignon en feuillets superposés © V. Lagardère	30
Figure 52 : Champignon en forme de massue © V. Lagardère	30
Figure 53 : <i>Henningsomyces candidus</i> une des très nombreuses espèces de micromycètes © V. Lagardère	31
Figure 54 : Stade téléomorphe de <i>Thyronectria abieticola</i> Lechat, Gardiennet & J. Fourn. (2018) © C. Lechat	31
Figure 55 : Stade anamorphe de <i>Thyronectria abieticola</i> Lechat, Gardiennet & J. Fourn. (2018) © C. Lechat	31
Figure 56 : Cycle biologique d'un basidiomycète © Y. Sellier	32
Figure 57 : Le Phalle impudique est un champignon dont la dissémination est assurée par les mouches © Y. Sellier	33
Figure 58 : <i>Daldinia caldariorum</i> sur un ajonc nain brûlé © Y. Sellier	33
Figure 59 : <i>Beauveria bassiana</i> sur <i>Phaneroptera falcata</i> (orthoptère) © Y. Sellier	35
Figure 60 : Anthurus d'Archer (espèce allochtone) © Y. Sellier	36
Figure 61 : Coprin fimicole © Y. Sellier	37
Figure 62 : Champ agricole, zone quasi abiotique pour les champignons © Y. Sellier	37
Figure 63 : Extraction des volumes de bois des forêts © Y. Sellier	38
Figure 64 : Plantation de résineux © Y. Sellier	38
Figure 65 : Panier de champignons © Y. Sellier	39
Figure 66 : <i>Coprinus angulatus</i> vivant sur sol brûlé © Y. Sellier	40
Figure 67 : <i>Clitopilus hobsonii</i> var. <i>daamsii</i> vivant sur carpophore de <i>Daedaleopsis confragosa</i> © Y. Sellier	40
Figure 68 : <i>Mitrula paludosa</i> vivant à la surface de l'eau © V. Lagardère	40
Figure 69 : <i>Mycena seynii</i> vivant sur cône de pins © V. Lagardère	40
Figure 70 : Pourriture blanche © C. Deconchat	41
Figure 71 : Pourriture brune © V. Lagardère	41
Figure 72 : Trémelle orangée (à droite) parasitant une Stérée poilue (gauche) © V. Lagardère	41
Figure 73 : <i>Hymenoscyphus fraxineus</i> responsable de la chalarose des frênes © A. Mombert	42
Figure 74 : Cordyceps se développant sur une larve de papillon © V. Lagardère	42
Figure 75 : Ectomycorhize sur racine de charme © Y. Sellier	43
Figure 76 : Détail de la sommité d'une ectomycorhize sur racine de charme (x100) (R : tissus racinaires ; M : hyphes mycéliens) © Y. Sellier	44
Figure 77 : Lactaire à odeur de noix de coco © Y. Sellier	46
Figure 78 : Le mycène rose a une odeur de radis © V. Lagardère	46
Figure 79 : <i>Hygrocybe</i> à odeur de cuir de Russie © Y. Sellier	47
Figure 80 : Le phalle impudique a une odeur de cadavre © Y. Sellier	47
Figure 81 : Le bolet de fiel a un goût très amer © Y. Sellier	47
Figure 82 : Le tricholome de la Saint-Georges a un goût farineux © Y. Sellier	47
Figure 83 : L'hypholome couleur de brique a un goût un peu amer © V. Lagardère	48
Figure 84 : La russule jaunissante a un goût âcre © Y. Sellier	48
Figure 85 : Plutée de couleur jaune orangé © Y. Sellier	48
Figure 86 : <i>Hygrocybe</i> rouge écarlate © Y. Sellier	48
Figure 87 : Entolome verdissant à la cassure © Y. Sellier	49
Figure 88 : Entolome de couleur bleu nuit même dans les lames © Y. Sellier	49
Figure 89 : Lait de <i>Lactarius chrysorrheus</i> juste après coupe des lames © V. Lagardère	49
Figure 90 : Lait de <i>Lactarius chrysorrheus</i> quelques minutes après coupe des lames © V. Lagardère	49

Figure 91 : Exemple d'un hypholome dont le sommet du chapeau est en train de changer de couleur en séchant. Cette espèce est dite hygrophane © Y. Sellier	49
Figure 92 : Tricholome : chair à texture fibreuse © V. Lagardère	50
Figure 93 : Lactaire : chair à texture celluleuse © V. Lagardère	51
Figure 94 : Rhodotus à chair molle et élastique © Y. Sellier	50
Figure 95 : Ganoderme à chair coriace et dure © Y. Sellier	50
Figure 96 : Cristal de sulfate de fer © Y. Sellier	51
Figure 97 : Russule avec teinture de gaïac apposée sur le pied (couleur bleue) et réaction au sulfate de fer (partie rose à côté) © Y. Sellier	51
Figure 98 : Pigment visible sur les parois de cellules du chapeau © Y. Sellier	52
Figure 99 : Trame cellulaire de lame © Y. Sellier	52
Figure 100 : Cystides de pied © Y. Sellier	53
Figure 101 : Cystide de bord de lame © Y. Sellier	52
Figure 102 : Spores et cystides de bord de lame © Y. Sellier	53
Figure 103 : Baside avec spores © Y. Sellier	53
Figure 104 : Carte des périmètres d'action des fédérations mycologiques françaises	61
Figure 105 : Prospection de terrain © G. Gruhn — ONF	62
Figure 106 : Travail d'identification en laboratoire © G. Gruhn — ONF	62
Figure 107 : Jean-Baptiste Desmazières © P. Hériveau	87
Figure 108 : Dr. Jean-Baptiste Mougeot © P. Hériveau	87
Figure 109 : Petite scie à main permettant le prélèvement de branches ou morceaux de bois © Y. Sellier	91
Figure 110 : Boîte de pêche transformée pour les inventaires fongiques © Y. Sellier	92
Figure 111 : Panier et échantillons fongiques isolés et identifiés par lieu de récolte © Y. Sellier	92
Figure 112 : Agaric présentant différents stades de maturité © Y. Sellier	93
Figure 113 : Sporulation de l'agaric en cours avec une boîte par dessus pour maintenir l'humidité © Y. Sellier	93
Figure 114 : Résultat final de la sporée © Y. Sellier	93
Figure 115 : Illustration de la prospection par la méthode fragmentée (d'après Moreau, 2002, p. 48)	101
Figure 116 : Méthode de prospection exhaustive	103
Figure 117 : Papier Duotest pH 5 à 8 © D. Sugny	105
Figure 118 : Amaurodon viridis © G. Gruhn — ONF	106
Figure 119 : Nombre de récoltes par espèce	119
Figure 120 : Progression de l'inventaire fongique de la Réserve Naturelle du Pinail	120
Figure 121 : Évolution du ratio entre données obtenues et espèces découvertes	120
Figure 122 : Répartition du nombre de sorties réalisées par mois	121
Figure 123 : Nombre de données obtenues par mois	122
Figure 124 : Nombre de découvertes effectuées par mois	122
Figure 125 : Rentabilité des sorties mycologiques par mois	123
Figure 126 : Spectre biologique global des basidiomycètes de la RNN du Pinail	127
Figure 127 : Détail des statuts trophiques des espèces de basidiomycètes saprotrophes de la RNN du Pinail	127
Figure 128 : Évolution de l'indice en fonction du nombre de relevés sur un site	131
Figure 129 : Catégorie des listes rouges UICN (UICN 2011)	134
Figure 130 : Schéma théorique de la zone d'étude permettant la localisation d'un impact sur le sol	157
Figure 131 : Relevé avec géolocalisation des carpophores sur tablette et QGIS © Y. Sellier	157
Figure 132 : Répartition de champignons indicateurs autour de la hutte à moutons	159
Figure 133 : Répartitions de champignons indicateurs autour de la hutte à moutons (suite)	159
Figure 134 : Représentation cartographique par catégories du relevé du 23 novembre 2014	160
Figure 135 : Représentation cartographique par espèces du 4 novembre 2015	160
Figure 136 : Souche de chêne support de nombreuses espèces fongiques © Y. Sellier	161
Figure 137 : Animation avec un groupe classe sur la réserve naturelle du Pinail © Y. Sellier	178
Figure 138 : Girolle avec son arôme d'abricot © Y. Sellier	180
Figure 139 : Technique rapide d'insertion de carpophores de pleurote directement dans le mélange de café et de paille (résultat après 2 semaines) © Y. Sellier	181
Figure 140 : Culture de pleurote dans une bouteille recyclée © Y. Sellier	181
Figure 141 : La récolte est toujours un moment de satisfaction © Y. Sellier	181
Figure 142 : Exposition fongique avec des étiquettes de couleurs permettant d'identifier la comestibilité des espèces présentées © Y. Sellier	182
Figure 143 : Fiche apposée avec chaque grand groupe de champignons, et affiche contre le mur avec les éléments principaux sur la morphologie et la comestibilité © Y. Sellier	182

Figure 144 : Clé de détermination géante en forme de roue © Limousin Nature Environnement	183
Figure 145 : Schémas à trou sur les éléments morphologiques des champignons © Limousin Nature Environnement	183
Figure 146 : Vignette pour reconstituer le cycle de vie des champignons © Limousin Nature Environnement	183
Figure 147 : Jeu en cours avec un animateur à droite © Y. Sellier	184
Figure 148 : Jeu où l'on remet les noms sous les photos pour vérifier si l'on connaît les espèces courantes © Y. Sellier	184
Figure 149 : Jeu à faire avec le panier pour découvrir quelles espèces sont comestibles © Y. Sellier	184
Figure 150 : Résultat d'une sporée brune © V. Lagardère	185
Figure 151 : Quizz délivré à l'entrée de l'exposition annuelle des champignons (Société Mycologique du Poitou) © V. Montagne	185
Figure 152 : Panneaux de sensibilisation aux champignons réalisés par la Société Mycologique de France © SMF	186
Figure 153 : Fascicule complet sur les champignons © Limousin Nature Environnement	186
Figure 154 : Anthurus d'archers, espèce allochtone à la forme insolite et aux traits de vie particuliers © V. Lagardère	186
Figure 155 : Base de poils d'un ascomycète (<i>Scutellinia sp.</i>) © Y. Sellier	187
Figure 156 : Carpophores d'Armillaire couleur de miel (espèce proche de celles citées dans le texte) © V. Lagardère	188
Figure 157 : Sous bois avec Amanite ovoïde © V. Lagardère	188
Figure 158 : Carpophore de Polypore soufré © V. Lagardère	189
Figure 159 : Un basidiome de Phellin robuste (<i>Phellinus robustus</i>) âgé d'au moins 33 ans (herbier Deconchat) © C. Deconchat	189
Figure 160 : Rond de sorcière formé par des Marasmes des Oréades © M. Hairaud	190
Figure 161 : Hébérome radicaire © V. Lagardère	191
Figure 162 : Carpophore de <i>Pilobolus</i> © Y. Sellier	191
Figure 163 : Expérience de Buller : boîte hermétique à la lumière avec un seul trou laissant passer (gauche), sacs de spores retrouvés proches de l'ouverture lumineuse (droite) © C. Deconchat	192
Figure 164 : Schizophylle commun © V. Lagardère	193
Figure 165 : Tramètes aux couleurs changeantes © V. Lagardère	193
Figure 166 : L'Amadouvier © V. Lagardère	194
Figure 167 : Carpophore de polypore du bouleau (<i>Fomitopsis betulina</i>) © Y. Sellier	195
Figure 168 : Coprin noir d'ence (<i>Coprinus atramentarius</i>) © Y. Sellier	196
Figure 169 : Amanite des Césars (<i>Amanita caesarea</i>) © Y. Sellier	197
Figure 170 : <i>Fungus plasticus</i> © V. Lagardère	198
Figure 171 : Formation à l'identification des hygrocibes en octobre 2014, Hautes-Pyrénées © CBNPMP	255

Table des tableaux

Tableau 1 : Nombre de taxons par catégorie selon l'INPN	23
Tableau 2 : Équivalent UGB proposé pour une gestion favorisant les CHEGD fungi	79
Tableau 3 : Interprétation de l'indice de représentativité	118
Tableau 4 : Interprétation de diversité fongique en milieux mixtes	123
Tableau 5 : Interprétation de la diversité fongique en milieux ouverts	124
Tableau 6 : Interprétation de la diversité aréale	124
Tableau 7 : Interprétation du spectre biologique forestier	128
Tableau 8 : Préférences fongiques édaphiques	129
Tableau 9 : Correspondance entre anciennes catégories listes rouges et liste rouge de type UICN	136
Tableau 10 : Résultats exemple de Réserve naturelle du Pinail PPb (Poids Patrimonial brut)	138
Tableau 11 : Interprétation de l'Indice patrimonial	138
Tableau 12 : Cotation des taxons inventoriés	149
Tableau 13 : Interprétation du potentiel fongique d'une pelouse	149
Tableau 14 : Interprétation du niveau d'intérêt d'un site en une visite	150
Tableau 15 : Interprétation des relevés CHEGD	151
Tableau 16 : Tableau d'interprétation du potentiel fongique d'une pelouse de la Réserve Naturelle du Pinail, sur une sortie	152
Tableau 17 : Tableau exemple : résultats partiels des NS de sites de pelouses de Franche-Comté (issu de Sugny et Sellier 2020).	155

Avertissement

Dans ce document seront abordées les notions générales centrées sur les champignons supérieurs les plus communs, les plus visibles. Son contenu comporte certaines approximations nécessaires pour la compréhension globale des principaux traits de vie, éléments morphologiques, etc. Il n'a pas la prétention de fournir des explications exhaustives concernant l'ensemble des espèces de ce règne.

« Les champignons sont si fugaces, si polymorphes qu'avec eux nous devons nous contenter de connaître nos incertitudes ».

G. Becker, BSMF, 1982

Introduction

Le règne des champignons fait partie des groupes taxinomiques les plus importants dans le monde. Sa diversité est actuellement de 144 000 espèces publiées, mais elle est estimée à environ 6 millions d'espèces. Nous n'en connaissons donc aujourd'hui qu'une partie infime (Taylor et coll. 2014). En France, le référentiel comptabilise près de 23 407 espèces (INPN 2018). Les espèces de champignons sont présentes au sein même de tous les milieux ou en symbiose avec de nombreux êtres vivants. Cette diversité s'exprime par une multitude de formes et de couleurs qui a souvent conduit les champignons à intégrer les légendes, les fantasmes des humains, par leur pouvoir de croître très rapidement, leurs effets hallucinogènes, leur comestibilité... (Duhem 1992). Ces êtres vivants omniprésents sont parallèlement peu considérés ou reconnus pour leur valeur au sein de la biodiversité. La vision utilitariste citée précédemment reste ancrée. Du côté des naturalistes, la détermination souvent complexe de ce groupe, le manque d'outils et de statuts ont souvent abouti à une faible prise en compte des champignons dans les espaces naturels et les politiques environnementales.

Les champignons montrent pourtant de nombreux intérêts du fait de leur potentiel de bioindication, que ce soit dans l'étude des impacts de gestion, de l'évaluation de l'état de conservation des milieux, de la patrimonialité d'un site ou de l'étude des processus biotiques ou abiotiques passés ou en cours. L'objet de la présente publication est de regrouper les différents outils actuellement disponibles en France sur le règne fongique. L'édition de ce document s'inscrit dans la convention-cadre établie entre Réserves Naturelles de France, la Société Mycologique de France et l'Association pour le Développement d'Outils Naturalistes et Informatiques pour la Fonge.

Zoom sur l'atelier cryptoflore :

L'atelier Cryptoflore est un groupe de travail de Réserves Naturelles de France (RNF) créé en 2013 qui vise à aider les gestionnaires de réserves naturelles à mieux appréhender les inventaires, les suivis, l'interprétation des informations concernant les champignons, les lichens, les bryophytes et les algues. Ses activités consistent en la diffusion de supports de connaissance (articles, rapports, protocoles...) et en l'organisation de formations à l'intention des gestionnaires.



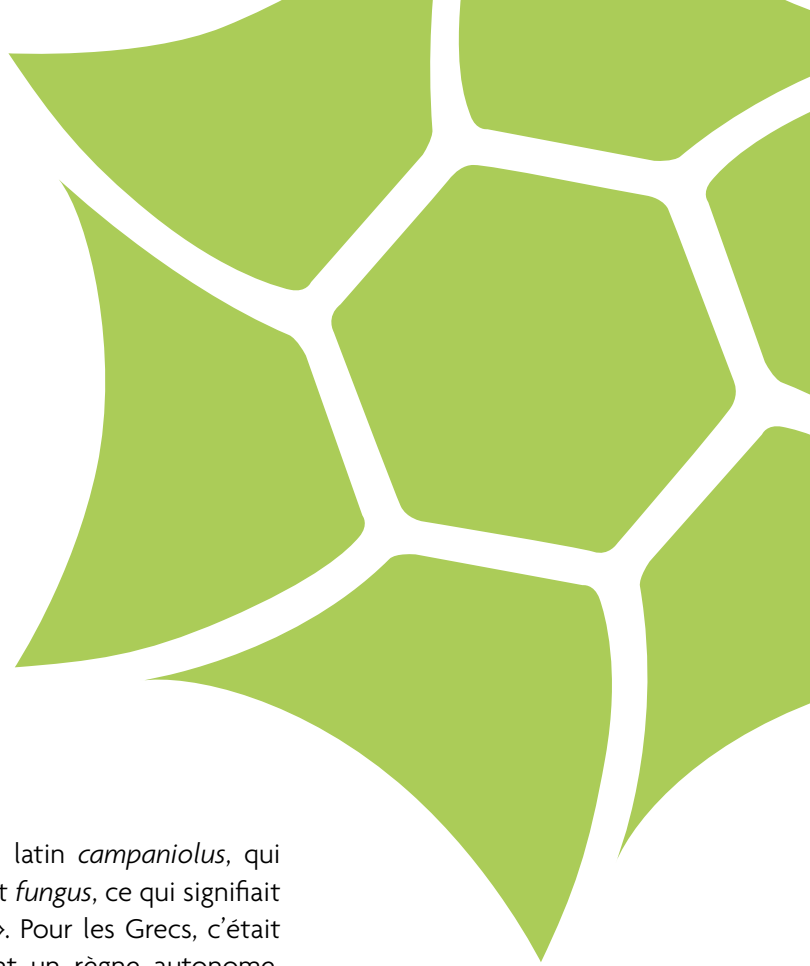
Chapitre 1

Qu'est-ce que la fonge ?

1. Définition	17
2. Origines	17
3. Délimitation du règne fongique	18
3.1. Les champignons « inférieurs »	19
3.2. Les champignons « supérieurs »	21
4. Diversité	22
4.1. Dans le monde	22
4.2. En France	22
5. Morphologie	23
5.1. Mycélium	23
5.2. Carpophore (ou sporophore)	24
5.3. Distinction macromycètes/micromycètes	31
6. Cycle de vie des champignons	31
6.1. Stades anamorphes et téléomorphes	32
6.2. La reproduction sexuée	32
7. Écologie	33
7.1. Facteurs d'influence et menaces des champignons	33
7.2. Les types trophiques chez les champignons	39
7.3. Rôle des champignons pour les autres organismes vivants	44
8. Détermination et reconnaissance	45
8.1. Éléments macroscopiques	45
8.2. Éléments microscopiques	50
8.3. Méthodes moléculaires	53
8.4. Bibliographie	54
8.5. Sites Internet	56



Hygrocybe punicea © Y. Sellier



1. Définition

Champignons, du vieux français *champignuel* et du latin *campaniolus*, qui poussent dans les champs. Les Romains les appelaient *fungus*, ce qui signifiait à la fois « conducteur de funérailles » et « éponge ». Pour les Grecs, c'était « μύκης », *mukès* signifiant « éponge ». Ils forment un règne autonome, évolutivement bien plus proche des animaux que des plantes, avec lesquelles ils furent longtemps classés (Lecointre & Le Guyader 2006).

Les champignons présentent des caractéristiques propres :

- des cellules possédant un ou plusieurs noyaux (eucaryotes) ;
- un appareil végétatif diffus, ramifié et tubulaire (mycélium) ;
- une reproduction par des spores unicellulaires ;
- des spores immobiles (ou mobiles à un seul flagelle distal) ;
- ils sont hétérotrophes pour le carbone (*a contrario* des plantes) ;
- ce sont des absorbotrophes (pas d'ingestion ou d'assimilation à la différence des animaux et des plantes) ;
- une paroi cellulaire composée de chitine.

Les champignons disposent aussi d'autres singularités biochimiques telles que la production de glycogène, d'ergostérol, de tréhalose et de métabolites secondaires divers. Les organismes fongiques peuvent être unicellulaires (ex. levures) ou pluricellulaires.

La majorité des champignons pluricellulaires présente un appareil végétatif nommé mycélium qui est un ensemble de cellules allongées donnant un tissu cotonneux diffus.

Une partie des champignons peut produire des « fructifications » leur permettant de disséminer leurs spores. Ces « fructifications » sont nommées carpophores (ou sporophores). De nombreux organismes fongiques présents au sein même des plantes (endophytes) ne produisent pas de carpophore.

2. Origines

Un fossile de l'Arctique canadien d'environ un milliard d'années, nommé *Ourasphaira giraldae*, a récemment été publié (Loron *et al* 2019). La découverte

d'éléments ressemblant à du mycélium pourrait suggérer que les champignons, ou des organismes à organisation très proche remonteraient à plus de 2,4 milliards d'années (Bengtson *et coll.* 2017).

Les champignons « inférieurs » ont des origines anciennes (environ 600 millions d'années) avec un fossile daté d'environ 460 millions d'années pour les *Glomeromycota* (Redecker *et coll.* 2000).

Pour les champignons « supérieurs », le fossile de champignon à lames le plus ancien retrouvé est daté de 115 millions d'années (Heads *et coll.* 2017). Le plus vieux fossile d'ascomycète est quant à lui daté de plus de 400 millions d'années (Taylor *et coll.* 1999).

3. Délimitation du règne fongique

Le règne fongique est composé de champignons dits inférieurs : les *Chytridiomycota*, les *Zygomycota* et les *Glomeromycota* ; et de champignons dits supérieurs : les *Ascomycota* et les *Basidiomycota* (Figure 1).

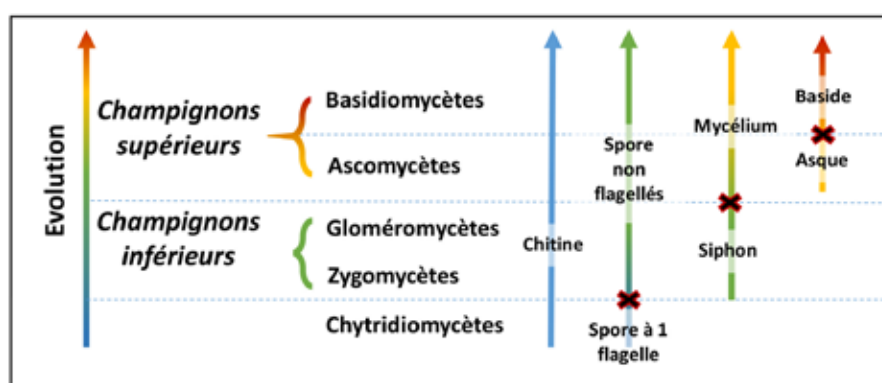


Figure 1 : Principales évolutions des phylums fongiques

Plusieurs groupes d'organismes ont longtemps été affichés à tort comme des champignons. S'ils ont souvent été étudiés par les mycologues, ou pris pour des champignons, ces organismes sont bien différents (Lecointre & Le Guyader 2006) et ne seront pas décrits plus avant dans le présent document. Ce sont :

- les **Myxomycètes** et **Protostéliomycètes** classés dans le règne des Mycetozoa (ou Amoebozoa) (Figure 2),
- les **Oomycètes** classés dans le règne des Chromista.



Figure 2 : Myxomycètes passant de la forme plasmodiale (gauche) au stade fructifié (encore immature) (à droite) © V. Lagardère

3.1. Les champignons « inférieurs »

Les champignons inférieurs sont des champignons dont le mycélium est très fin et siphonné, c'est-à-dire ne présentant pas de cloison. De plus, ils présentent une reproduction asexuée par multiplication cellulaire simple (mitose), on parle alors de mitospores. Ces organismes ne produisent pas de carpophores (structure organisée portant des spores sexuées). Ce sont des champignons de petite taille souvent peu visibles ou microscopiques.

3.1.1. Les Chytridiomycota

Ce sont des champignons principalement unicellulaires de milieux humides, essentiellement aquatiques, possédant des spores mobiles appelées zoospores (disposant d'un seul flagelle distal). Ces champignons sont notamment responsables de maladies très connues affectant les amphibiens (*Batrachochytrium dendrobatidis* et *Batrachochytrium salamandrivorans*) (Figure 3) (Longcore et coll. 1999, Martel et coll. 2013).

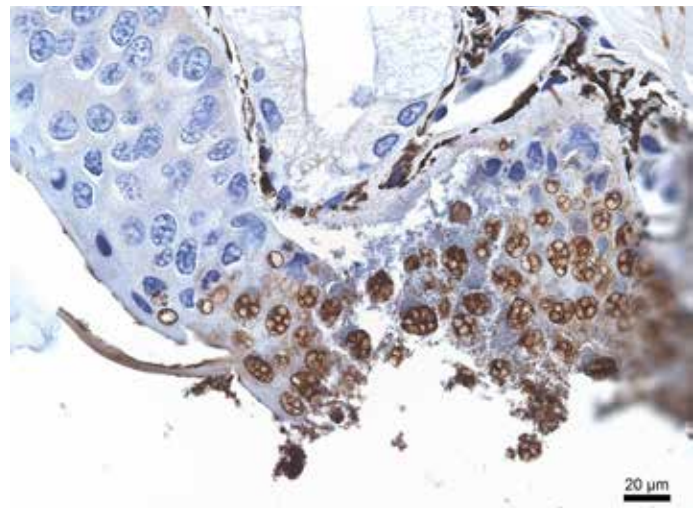


Figure 3 : *Batrachochytrium salamandrivorans*
© Wildlife Health Ghent, UGent

3.1.2. Les Zygomycota

Ces organismes peuvent avoir une reproduction sexuée en formant des zygospores. Les structures portant les mitospores, nommées mitosporanges, comportent de nombreuses spores. Ces organismes ont souvent une croissance rapide qui leur permet de coloniser efficacement les substrats de croissance. Ce sont des symbiotes (mycorhizes), des parasites ou des saprophytes comprenant entre 800 et 1000 espèces dans le monde. Parmi les plus connues, citons celles se développant sur les fruits (*Rhizopus stolonifer* (Ehrenb.) Vuill.), sur les fientes (*Pilobolus crystallinus* (F.H. Wigg.) Tode) (Figure 4) ou bien sur d'autres champignons (*Spinellus fusiger* (Link) Tiegh.) (Figure 5).



Figure 4 : Carpophores de *Pilobolus* sur crottes de mouton © Y. Sellier



Figure 5 : *Spinellus fusiger* dévorant un mycène © V. Lagardère

3.1.3. Les Glomeromycota

Ces organismes forment des mitosporanges ne comprenant qu'une seule spore mitotique. Ils n'ont pas de reproduction sexuée connue. Ces champignons sont largement méconnus, car quasiment invisibles. Ils assument pourtant des rôles écologiques primordiaux dans les écosystèmes. En effet, ils forment des symbioses au niveau racinaire (endomycorhizes). Ce groupe ancien, dont

l'origine remonte à 600 millions d'années (Redecker *et coll.* 2000), comprendrait environ 300 espèces (Figure 6).

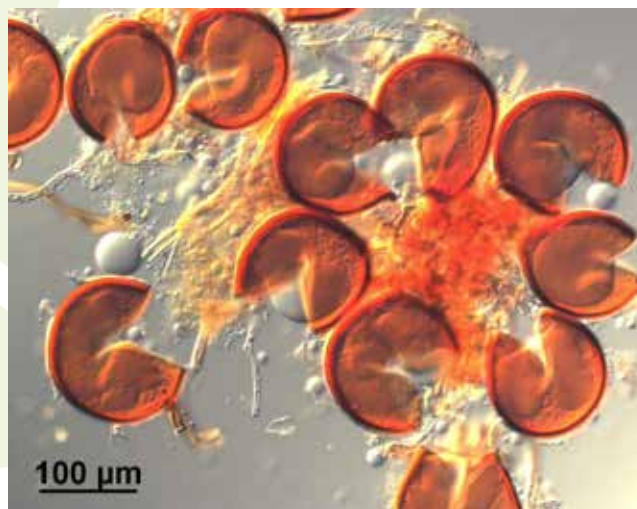


Figure 6 : *Glomus harrerae* © Eduardo Furrázola Gomez

3.1.4. Taxinomie récente

La taxinomie récente fait apparaître des groupes de champignons autres que les Basidiomycètes et les Ascomycètes (sous-groupe des Dikarya), dans les groupes suivants (stateoftheworldsfungi 2019) :

Les *Mucoromycota* (760 espèces dans le monde)

Ce sont des coenocytes (tous les noyaux au sein d'une cellule non séparée par des septa), principalement des organismes filamenteux, bien adaptés à la vie terrestre. Le groupe est composé de deux sous-phylums. Certains champignons du sous-phylum *Glomeromycotina* (anciens *Glomeromycota* cités précédemment), sont également des endophytes racinaires (vivant à l'intérieur des cellules des racines) et des décomposeurs. Ils peuvent former des endomycorhizes, ou des ectomycorhizes.

Les *Zoopagomycota* (900 espèces dans le monde)

Ils constituent un petit groupe de champignons microscopiques, principalement multicellulaires. Ils sont terrestres et/ou vivent dans les intestins, beaucoup sont des agents pathogènes et des parasites des insectes, des amibes et même d'autres champignons.

Les *Chytridiomycota* (980 espèces dans le monde)

Cf. définition ci-avant. *Neocallimastigomycotina*, un sous-phylum, vit dans les intestins de ruminants en particulier (les vaches par exemple) et sans eux, ces animaux ne pourraient pas décomposer et digérer les plantes qu'ils mangent.

Les *Blastomycota* (220 espèces dans le monde)

C'est un petit groupe de champignons microscopiques. Ils sont pour la plupart unicellulaires et possèdent des cellules reproductrices flagellées (zoospores à flagelle distal). Le groupe comprend des parasites des plantes et des insectes ainsi que des organismes pouvant dégrader la matière organique (saprophytes). Ce groupe est d'origine ancienne et est connu grâce aux archives fossiles.

Les *Cryptomycota* (30 espèces dans le monde)

Ce sont des champignons microscopiques, unicellulaires et parasitaires. Ils sont connus uniquement à partir d'échantillons environnementaux (ADN), tels que les sédiments terrestres, marins et d'eau douce et les environnements

pauvres en oxygène. Ce n'est que récemment que l'on a découvert que certains d'entre eux contenaient de la chitine dans leurs parois cellulaires et que, chez d'autres, les cellules reproductrices avaient des flagelles (zoospores).

Les *Microsporidia* (1250 espèces dans le monde)

Organismes microscopiques unicellulaires récemment placés dans le règne des champignons. Bien qu'ils aient divergé tôt dans l'évolution du règne fongique, leurs cellules reproductrices ont perdu leur flagelle. Ce sont des parasites intercellulaires des animaux (insectes, poissons, crustacés, vertébrés dont l'être humain).

3.2. Les champignons « supérieurs »

Les champignons supérieurs se différencient des précédents par une reproduction sexuée faisant appel à un carpophore. Ils peuvent aussi se reproduire de manière asexuée à l'aide de conidies. Le mycélium est cloisonné.

La plupart des champignons intéressants pour les gestionnaires et étudiés par les mycologues de terrain (les macromycètes) se trouvent dans les deux groupes de champignons supérieurs : les Ascomycètes et les Basidiomycètes. Ces champignons se distinguent notamment par les organes permettant la formation des spores : le carpophore.

3.2.1. Les Ascomycota

Les ascomycètes représentent la majorité des espèces de champignons présentes en France. Ils se distinguent des basidiomycètes par le fait que les spores sont produites à l'intérieur de cellules nommées asques (méiosporanges). Ce sont les ascospores. Les formes anamorphes (asexuées) sont assez présentes. La production peut se faire au sein d'un hyménium (cellules organisées en palissade) ou pas, selon les espèces. Les asques présentent une large diversité d'organisation (unitunique, bitunique, operculé, inoperculé...). Le nombre de spores contenues dans les asques est classiquement de 8 (Figure 8), mais elles peuvent être de 4 ou de beaucoup plus pour les espèces où a lieu une mitose surnuméraire (multiple de 8) (Figure 7). La forme et la taille des spores sont très variables.

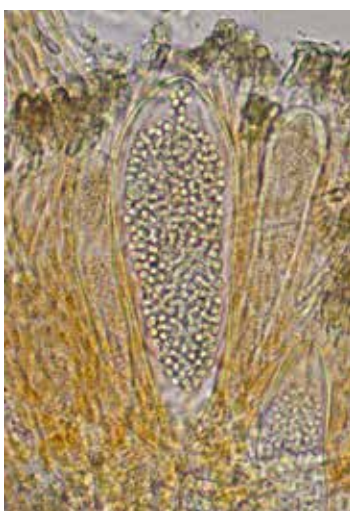


Figure 7 : Asque contenant des centaines de spores © M. Hairaud

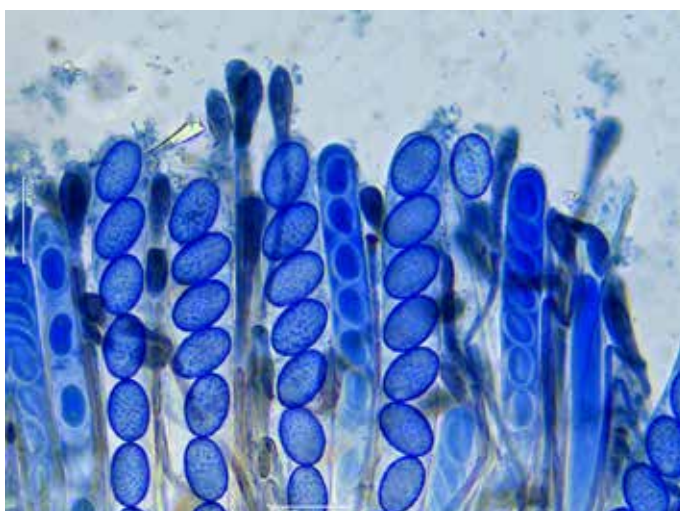


Figure 8 : Asque contenant des spores et paraphyses © Y. Sellier

Leurs carpophores sont généralement présents et ont des formes très variées. De nombreuses espèces sont de petite à très petite taille et certaines sont même unicellulaires (levures).

3.2.2. Les Basidiomycota

Les basidiomycètes représentent environ 30 % des espèces de champignons supérieurs décrits en France (INPN 2018). Ils se distinguent des ascomycètes par le fait que les spores sont produites à l'extérieur de cellules (méiosporanges) nommées basides. Ces basides peuvent être composées d'une seule cellule (homobasidiomycètes) (Figure 10) ou de plusieurs cellules (phragmobasidiomycètes) (Figure 9). Les basides à une cellule peuvent produire de 1 à 8 spores selon les taxons. Les formes anamorphes (asexuées) sont rares, certaines espèces sont capables de produire des spores secondaires (spores multipliées par simple division : mitose). De nombreuses espèces sont des macromycètes.

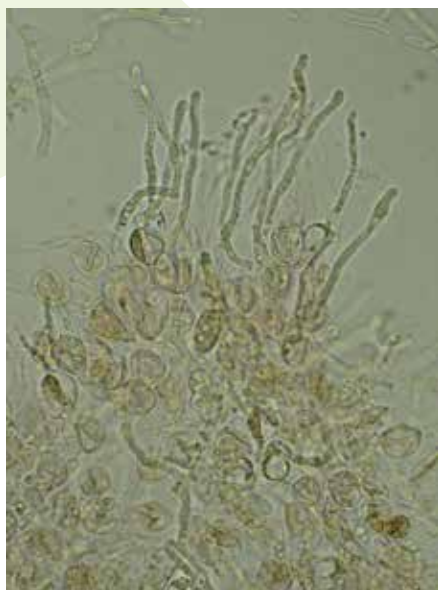


Figure 9 : Phragmobasides © B. Capoen



Figure 10 : Homobaside et spores © Y. Sellier

4. Diversité

4.1. Dans le monde

Le nombre d'espèces fongiques est très important dans le monde, il s'élève actuellement à 144 000 espèces connues, dont 90 000 ascomycètes et 50 000 basidiomycètes. Il y a de nos jours un rythme d'environ 2000 nouvelles découvertes par an. Par exemple, 2189 espèces ont été décrites en 2017, dont 25 % en Europe (stateoftheworldsfungi 2019). Le nombre d'espèces restant à décrire est quant à lui vertigineux. Les études successives ne cessent de faire augmenter le nombre d'espèces potentielles présentes sur la planète. Pour les champignons en relation avec les plantes, il est estimé à 1,5 million d'espèces (Hawksworth 1991), les dernières études suggèrent qu'il y en aurait 6 millions, dont 98 % ne sont toujours pas décrites (Taylor *et coll.* 2014).

4.2. En France

La diversité de la fonge en France est encore incomplètement connue, mais elle est très importante. Le référentiel TAXREF 12 (INPN 2018) comptabilise actuellement 23 407 espèces de champignons (Tableau 1). D'importants travaux de mise à jour réalisés par ADONIF en partenariat avec le MNHN/INPN sont en cours.

Voici les catégories et taxons présents dans le référentiel (Tableau 1) :

Tableau 1 : Nombre de taxons par catégorie selon l'INPN

Taxons	Nombre de taxons	Nombre de noms d'espèces	Nombre de noms d'espèces retenus
Ascomycètes	30 599	25 440	12 457
Basidiomycètes	33 761	27 068	10 940
Zygomycota	27	9	9
Chitridiomycota	5	1	1
Microsporia	20	8	8
Total :	64 392	52 518	23 407

Il manque encore de nombreuses espèces dans le référentiel, notamment concernant les champignons « inférieurs ». Dans SERENA, plus de 1200 taxons complémentaires au référentiel du Muséum ont été ajoutés pour répondre aux demandes des usagers.

Lors de la saisie de données ou de la recherche de taxons dans les référentiels, lorsqu'un taxon n'est pas présent dans TAXREF, on peut consulter les sites internationaux de référence :

<http://mycobank.org/>

<http://www.indexfungorum.org/names/names.asp>

Note pour la suite du document

Dans la suite de la publication, les éléments concerneront les espèces de champignons dits supérieurs : les Ascomycètes et les Basidiomycètes.

5. Morphologie

Les champignons sont structurés en deux parties :

- Le mycélium, qui représente l'appareil végétatif. Ce dernier est contenu dans les substrats permettant la croissance de l'organisme (sol, bois mort, litière, fientes, êtres vivants...).
- Le carpophore, qui est la partie visible, est la structure de reproduction du champignon.

5.1. Mycélium

Le mycélium a une structure filamenteuse composée de cellules allongées/tubulaires formant des hyphes (Figures 11 à 13). Il se présente sous la forme de filaments blancs (rarement hyalins ou colorés) que l'on peut observer affleurant le sol ou au sein du bois en cours de dégradation. Les hyphes sont cloisonnés (avec des séparations entre les articles : *septa*) chez les basidiomycètes et les ascomycètes, ou siphonnés (sans séparation/cloison transversale) chez les zygomycètes et les gloméromycètes.

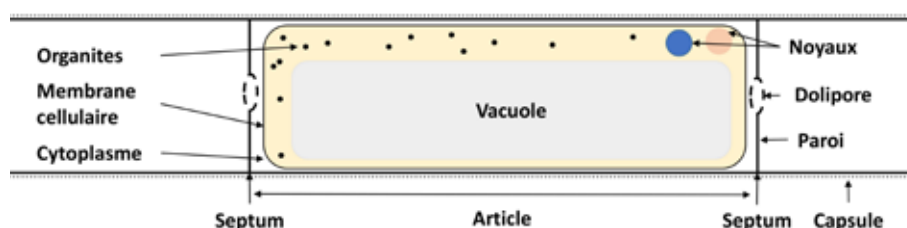


Figure 11 : Schéma d'un mycélium septé



Figure 12 : Mycélium se propageant sur bois mort © V. La

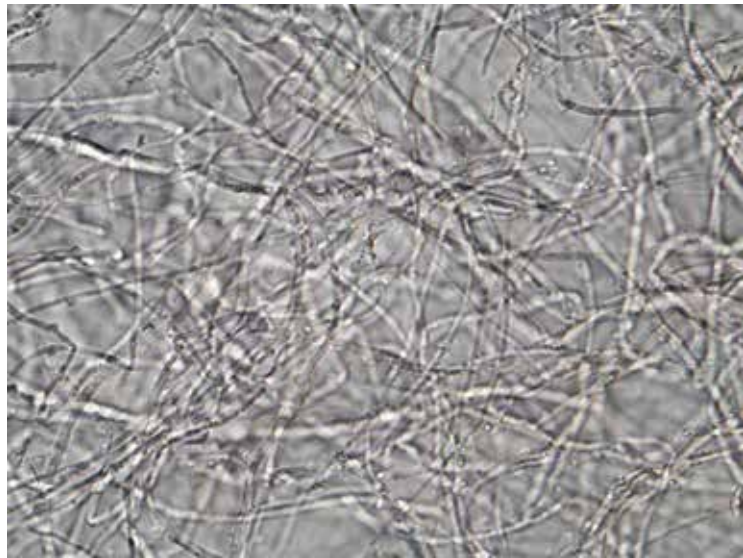


Figure 13 : Mycélium de pleurote en huître x400 © Y. Sellier

5.2. Carpophore (ou sporophore)

Le carpophore est une structure permettant la formation et la dissémination des spores. Ci-après, structure d'un carpophore d'Amanite tue-mouches (basidiomycète) (Figure 14).



Légende :

- 1: Voile général ou universel
- 2: Pied ou stipe
- 3: Cuticule ou revêtement pileux et chapeau
- 4: Voile partiel
- 5: Hyménium

Figure 14 : Principaux éléments morphologiques d'un carpophore © Y. Sellier

La morphologie à pied, chapeau et hyménium (zone de production des spores cf. partie ci-après) est très répandue chez les gros champignons. Elle présente plusieurs avantages adaptatifs qui visent à assurer la reproduction de l'espèce dans les meilleures conditions. Des fonctions particulières peuvent être attribuées aux différentes parties de ce type de carpophore (Halbwachs *et coll.* 2016) (Figure 15) :

- le pied va permettre le transport d'eau et de nutriments, d'orienter verticalement le carpophore, d'éloigner la structure du sol (prédation, traversée de la litière, dissémination des spores) ;
- la surface du chapeau va permettre la protection de l'hyménium contre la présence d'eau excessive (pluie), la déshydratation (soleil), le gel, l'insolation, les prédateurs
- la chair du chapeau va permettre la nutrition de l'hyménium, sa structuration, son orientation, et va limiter l'impact des prédateurs, ou participer à la dissémination des spores par ces mêmes prédateurs.

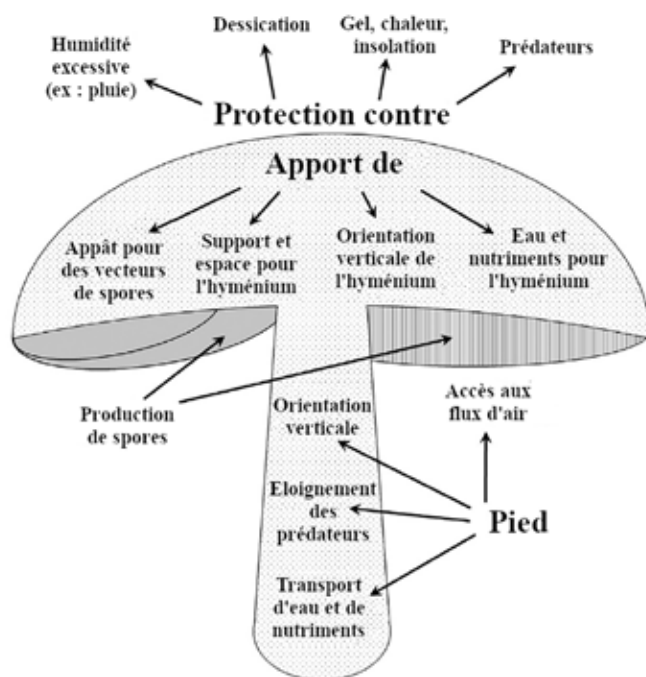


Figure 15 : Les différents rôles remplis par les carpophores à pied et chapeau (traduit de Halbwachs *et coll.* 2016)

5.2.1. Le voile général ou universel

Il s'agit de la structure qui englobe le sporophore. Il peut en rester des traces à la base du champignon et sur le chapeau sous différentes formes en fonction de sa structure. Si le voile est membraneux, il restera une volve à la base du pied ou des plaques sur le chapeau. S'il est floconneux, il y aura des flocons sur le chapeau et à la base du pied du carpophore.

5.2.2. La cuticule et le chapeau

La cuticule (ou revêtement piléique) est la structure qui recouvre le chapeau du carpophore, sa structure est très informative pour identifier les groupes ou espèces de champignons. En fonction de sa structure et des restes de voile général, l'aspect du chapeau sera très différent : lisse, vergeté, squamuleux, gras, gluant, recouvert de verrues, d'écailles, de mèches... Le chapeau lui-même peut avoir des formes variées : convexes, en entonnoir, mamelonné, campanulé, conique... La bordure du chapeau (marge) peut présenter des aspects caractéristiques (appendiculée, cannelée, striée, lobée, enroulée, révoluée...).

5.2.3. L'hyménium

L'hyménium est la couche de production des spores (Figure 16), il est formé de cellules, côte à côte, en palissades et comprenant des cellules fertiles : asques ou basides, et des cellules stériles : paraphyses ou cystides.

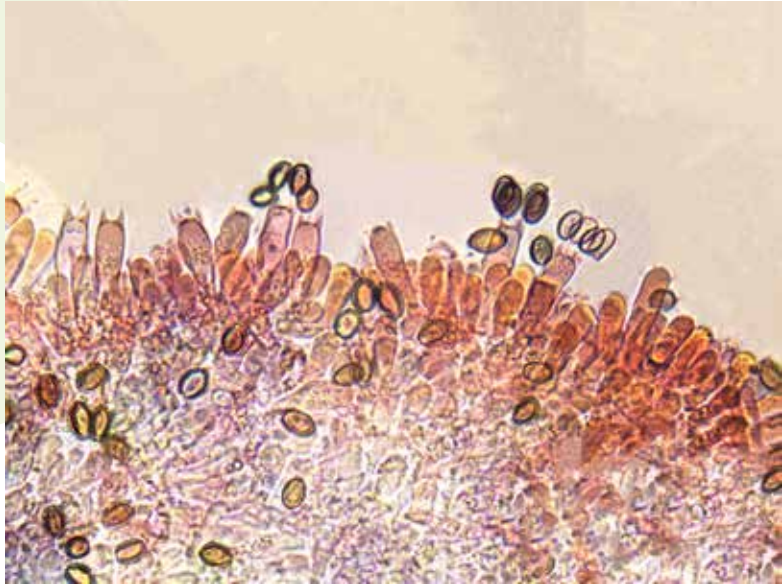


Figure 16 : Hyménium de basidiomycète montrant quelques basides

Les lames, selon leur insertion sur le pied, sont dites :

- libres (ne touchant pas le pied)(Figure 18) ;
- adnées (insertion droite sur le pied)(Figure 17) ;
- échancrées (présentant une échancrure remontante vers le haut du pied) (Figure 20) ;
- décurrentes (descendantes sur le pied) (Figure 19).



Figure 17 : Lames adnées © Y. Sellier



Figure 18 : Lames libres © Y. Sellier



Figure 19 : Lames décurrentes © Y. Sellier



Figure 20 : Lames échancrées © Y. Sellier

Certaines espèces de champignons ont une maturation irrégulière des lames (Figure 21 à 23). Ces maturations peuvent partir de la marge du chapeau ou se faire en nuage au sein de la lame.



Figure 21 : Lame à maturation irrégulière par tache © Y. Sellier



Figure 22 : Lame à maturation régulière © Y. Sellier



Figure 23 : Lame à maturation irrégulière depuis la bordure © Y. Sellier

Les spores produites (Figures 24 et 25) ont des tailles, des formes, des ornementsations extrêmement variées selon les groupes taxinomiques et les espèces (Figure 28 à Figure 30). Les spores sont donc une ressource très importante pour l'identification de certaines espèces. Une équipe de chercheurs a montré que la taille et l'ornementation des spores sont parfois associées à une spécialisation écologique (trophique), les grosses spores ornées sont plus probables chez les espèces ectomycorhiziennes que chez les genres saprophytes (Calhim *et coll.* 2018).

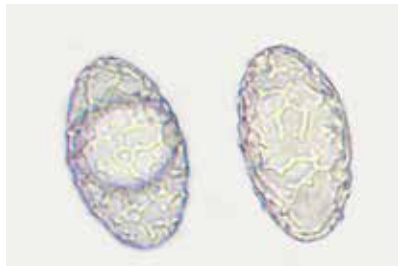


Figure 28 : Spores de *Neotiella rutilans*
© P. Chautrand



Figure 29 : Spore de *Tuber foetidum*
© P. Chautrand



Figure 24 : Expulsion de spores d'un
lycoperdon © Y. Sellier



Figure 30 : Spores de *Ramsbottomia macrantha* © P. Chautrand



Figure 31 : Spore de *Ascobolus viridis*
© P. Chautrand



Figure 25 : Pézize en pleine sporulation
© V. Lagardère

L'hyménium peut être contenu dans des structures morphologiques variées (lames, tubes, aiguillons, surface lisse ou ridée...). Quelques exemples figurent ci-après : Figure 32 à Figure 37.



Figure 32 : Hyménium poré © V. Lagardère



Figure 33 : Hyménium lamellé
© V. Lagardère



Figure 26 : Spores de *Peziza apiculata*
© P. Chautrand



Figure 34 : Hyménium à aiguillon
© V. Lagardère

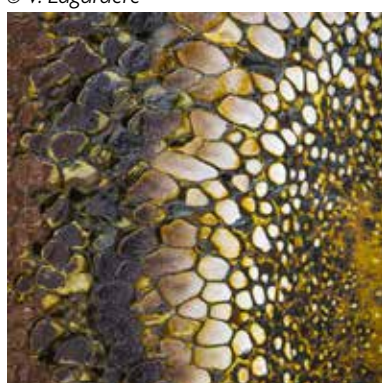


Figure 35 : Hyménium en sac © V. Lagardère



Figure 27 : Spores de *Hydnотria tulasnei* © P. Chautrand



Figure 36 : Hyménium lisse (au centre du disque) © V. Lagardère



Figure 37 : Hyménium ridé © V. Lagardère

5.2.4. Le pied ou stipe

Le pied, de forme généralement cylindrique, peut avoir des aspects typiques en fonction des espèces : cylindrique, atténué, obèse, clavé... La base du pied peut présenter des particularités, comme posséder un bulbe (marginé ou non), comporter des éléments du voile général (volve, flocons...), être radicante, présenter des rhizomorphes (mycélium épais ressemblant à des racines). Le pied peut être plein, fibreux, fistuleux, caverneux... Il a, à sa surface, des ornements variés qui le font : lisse, poudré, strié, scrobiculé ou réticulé... Il peut être central, excentré ou carrément latéral (Figure 38 à Figure 42).



Figure 38 : Pied cylindrique © Y. Sellier



Figure 39 : Pied caverneux © Y. Sellier



Figure 40 : Pied obèse © Y. Sellier



Figure 42 : Champignon à pied gluant © Y. Sellier



Figure 41 : Champignon à pied excentré © Y. Sellier

5.2.5. Le voile partiel

Le voile partiel est la structure séparant les lames et/ou la marge du chapeau du pied. Il se présente sous différentes formes :

- cortine (filament plus ou moins gluant) (Figure 43 et Figure 44) ;
- anneau membraneux ou crémeux (Figure 45 et Figure 46) ;
- armille (sorte de chaussette remontant de la base du pied).

Chacun de ces grands types de voiles partiels présente de nombreuses variations et est régulièrement utilisé pour l'identification des espèces. Les voiles partiels ne sont pas présents ou visibles sur toutes les espèces.



Figure 43 : Voile de cortine reliant le pied à la marge du chapeau © Y. Sellier



Figure 45 : Anneau membraneux simple descendant © V. Lagardère



Figure 44 : Cortine gluante collant les pores (couleur rouille) d'un cortinaire © Y. Sellier



Figure 46 : Anneau membraneux double © Y. Sellier

5.2.6. Diversité de formes

Les carpophores sont très divers en formes (console, boule, à pied, foliacé, buissonnant...). Quelques exemples sont présentés ci-après : Figure 47 à Figure 52.

Les carpophores permettent la dissémination des spores. L'évolution présente aujourd'hui différentes morphologies qui ont développé les formes les plus optimales pour produire ces éléments. L'apparition de la morphologie en forme de lames, permettant la multiplication importante de la surface sur un volume faible, s'est produite au moins six fois au cours de l'évolution, avec plus de la moitié des champignons (Hawksworth *et coll.* 1995). De même, les formes gastéroides sont apparues plusieurs fois au cours de l'évolution.

Il est important, pour étudier les champignons, de bien connaître l'ensemble des éléments morphologiques constituant les carpophores. Pour approfondir ces connaissances, il est possible de consulter plusieurs ouvrages de référence :

- En français : Jossierand M. 1983. *La description des champignons supérieurs : (Basidiomycètes charnus)* Vol. 37. Ed. Lechevalier. 222 p.

– En anglais : Hawksworth D.L., Kirk P.M., Sutton B.C., & Pegler D.N. 1995. *Dictionary of the fungi* (No. C/589.203 H3). 629 p.

De nombreux ouvrages d'identification détaillent les différents éléments morphologiques dans leur partie introductive (Courtecuisse & Duhem 1994, Bon 2004, Eyssartier & Roux 2017).



Figure 47 : Champignon à pied et chapeau
© V. Lagardère



Figure 48 : Champignon en forme de cage
© Y. Sellier



Figure 49 : Champignon en forme de disque
© Y. Sellier



Figure 50 : Champignon en console
© Y. Sellier



Figure 51 : Champignon en feuillets superposés © V. Lagardère



Figure 52 : Champignon en forme de massue
© V. Lagardère

5.3. Distinction macromycètes/micromycètes

Dans plusieurs documents et études, il est le plus souvent précisé que l'étude concernant les macromycètes « champignons supérieurs ». Cette distinction ne repose sur aucune base scientifique se rapportant à la nomenclature, mais se réfère plutôt aux carpophores, formes différenciées ou non, types de trophie également... (Moreau 2002). Elle se réfère aussi à la taille des carpophores des espèces découvertes lors de la phase de terrain. Nous retiendrons ici une notion plus simple : les micromycètes sont les champignons dont le carpophore est « invisible à l'œil nu », c'est-à-dire ceux dont la taille est inférieure à 1 mm (Arnolds 1992) (Figure 53). Les macromycètes sont donc, par opposition, toutes les espèces de taille supérieure.



Figure 53 : *Henningsomyces candidus* une des très nombreuses espèces de micromycètes
© V. Lagardère

6. Cycle de vie des champignons

6.1. tades anamorphes et téléomorphes

Plusieurs espèces présentent deux phases de vie distinctes :

- le stade **anamorphe** (stade imparfait) qui ne permet qu'une reproduction asexuée. Ceci est plus fréquent chez les ascomycètes ;
- le stade **téléomorphe** (stade parfait), où les carpophores présentent une reproduction sexuée (exemple : cèpe, girolle, clitocybe...).

Pour certaines espèces, les carpophores (issues du stade téléomorphe) présentent aussi des conidies (reproduction asexuée), par exemple dans le cas de *Xylaria hypoxylon*.

Les stades anamorphes sont parfois très différents des stades téléomorphes et deux espèces distinctes ont donc été décrites. De ce fait, certains stades anamorphes ne sont pas encore reliés à leur stade téléomorphe, soit parce que le lien n'a pas encore été fait (utilisation de la génétique/connaissances), soit parce qu'il n'est pas connu de stade téléomorphe de cette espèce (ou que ce stade n'existe pas chez ladite espèce).

Depuis le Code de nomenclature de Melbourne de 2012 (McNeill *et coll.* 2012), les anamorphes et téléomorphes (Figures 54 et 55) doivent porter le même et unique binôme latin : « One fungus = One name ». Dans la pratique, des mises à jour restent encore à réaliser, bousculant les habitudes.



Figure 54 : Stade téléomorphe de *Thyronectria abieticola* Lechat, Gardiennet & J. Fourn. (2018)
© C. Lechat



Figure 55 : Stade anamorphe de *Thyronectria abieticola* Lechat, Gardiennet & J. Fourn. (2018)
© C. Lechat

6.2. La reproduction sexuée

6.2.1. Cycle de reproduction d'un basidiomycète

Le cycle d'un basidiomycète est détaillé ci-après (références d'alinéas liées à la Figure 56) :

- 1) Les champignons ne sont pas mâle ou femelle, on parle de polarité.
- 2) Une spore, lors de sa germination, va produire un mycélium primaire. Chaque article de ce mycélium primaire ne contiendra qu'un seul noyau (monocaryotique).
- 3) Ce dernier, s'il rencontre un autre mycélium primaire de la même espèce et de polarité compatible, va fusionner et former un mycélium secondaire. Lors d'une compatibilité, les mycéliums primaires vont fusionner leurs cellules (plasmogamie) amenant ce mycélium secondaire à contenir deux noyaux (dicaryotique).
- 4) Le carpophore va se former à partir de ce mycélium secondaire.
- 5) Une fois le carpophore est mature, il s'ouvre et la sporulation commence. La fusion des noyaux (caryogamie) n'a lieu que dans les cellules formant les spores. Les basidiospores seront formées à l'extérieur de la cellule (baside).

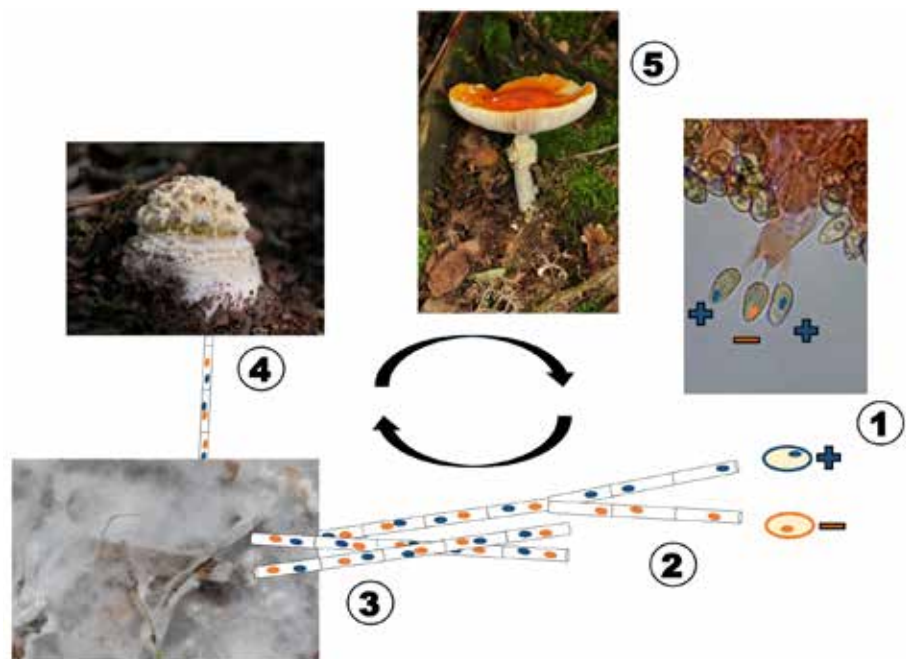


Figure 56 : Cycle biologique d'un basidiomycète © Y. Sellier

6.2.2. Dispersion des spores

Tout au long de l'année, il y aurait plusieurs milliers voire des dizaines de milliers de spores par mètre cube d'air et par jour dans l'air (Thibaudon *et coll.* 2013). Ces éléments sont sans doute notamment dépendants de la quantité des carpophores présents.

La dispersion des spores est primordiale pour la reproduction sexuée des espèces (Figures 57 et 58). Une étude basée sur 787 genres de macrochampignons (Calhim *et coll.* 2018) montre une spécialisation de la taille et de l'ornementation de la spore en relation avec sa guildes trophique. Les spores volumineuses et ornées sont plus probables chez les ectomycorhiziens que chez les saprophytes. L'ornementation épineuse permet l'attachement aux arthropodes, qui facilite aux espèces ectomycorhiziennes l'atteinte des couches inférieures du sol. Les spores allongées ou courbes sont plus fréquentes chez les saprophytes et les genres associés aux substrats situés au-dessus du sol. Ceci probablement pour réduire le risque de lavage par précipitation.

En général, 95 % des spores tombent au sol à moins d'un mètre de leur carpophore (Galante *et coll.* 2011). Mais, les spores de champignons sont capables de transiter longuement et très loin de leur point de production, parcourant parfois des distances de plusieurs centaines à des milliers de kilomètres (Brown & Hovmøller 2002).

7. Écologie

7.1. Facteurs d'influence et menaces des champignons

Les champignons au sens large sont présents dans tous les habitats de la planète, des océans aux limites des neiges éternelles. Les sols notamment en sont largement constitués. Les litières peuvent receler plus de 15 % de champignons (Ramade 1993) Et dans le sol, les masses de mycélium peuvent atteindre ou dépasser plus de 10 tonnes par hectare (Fogel & Hunt 1979). Les champignons représentent la biomasse du sol la plus importante après les racines. Comme pour les autres groupes d'espèces de faune ou de flore, les champignons vont avoir des valences écologiques plus ou moins étroites ou être au contraire ubiquistes.

C'est notamment parce que les champignons ont des exigences très particulières, pouvant être liées à une espèce végétale et favorisées par un mode de gestion, qu'ils constituent d'excellents bio-indicateurs de la complexité et de la complétude des habitats et des micro-habitats. Par exemple, *Daldinia caldariorum* Henn pousse sur ajoncs brûlés (Figure 58).



Figure 58 : *Daldinia caldariorum* sur un ajonc nain brûlé © Y. Sellier

7.1.1. Facteurs d'influence abiotiques

Oxygène

Les champignons sont des organismes aérobies qui ont donc besoin d'oxygène pour vivre. Ils sont cependant assez peu exigeants, certains pouvant exploiter l'oxygène dissous dans le substrat.

Lumière

Contrairement aux plantes, les champignons n'ont pas besoin de lumière pour leur fonctionnement physiologique végétatif. En revanche, pour produire leur carpophore, un peu de lumière est parfois nécessaire à certaines espèces pendant une courte durée.



Figure 57 : Le *Phalle impudique* est un champignon dont la dissémination est assurée par les mouches © Y. Sellier

Température

Les champignons sont largement dépendants des températures pour leur fonctionnement physiologique. Des températures douces en fin de saison permettent aux espèces de produire leurs carpophores en quantité si la pluie est suffisamment abondante. Les premiers gels importants vont généralement signer l'arrêt de la période d'abondance des carpophores.

Humidité

Les champignons sont eux-mêmes constitués de 85 % à 90 % d'eau, cet élément est donc indispensable à la croissance du mycélium, des carpophores et de leur abondance (Straatsma *et coll.* 2001). Les besoins vont cependant être variables selon les espèces. En effet, certaines d'entre elles vivent directement dans l'eau ou dans des milieux palustres et, *a contrario*, d'autres vivent en milieux xériques. Lors de la production des sporophores, les champignons sont plus ou moins sensibles à la déshydratation, notamment en relation avec leur taille et leur type d'alimentation (saprophyte, mycorhizique).

Altitude

L'altitude, par les contraintes abiotiques qui lui sont liées (température, neige, végétation spécifique, pente, exposition...) va influencer la présence de certaines espèces. Les champignons spécifiques sont dits submontagnards ou montagnards.

Saisons

Les saisons, selon la localisation, vont ajouter des éléments liés à la température, l'humidité, mais aussi à la photopériode (interaction avec les plantes). De nombreux champignons ont des préférences quant à ces ensembles de facteurs réunis au sein des saisons de notre zone géographique, même si les changements globaux amènent des perturbations dans la répartition des carpophores (Gange & Gange 2014). Certaines espèces se rencontrent typiquement à certaines saisons, par exemple la Collybie à pied velouté en hiver, le Tricholome de la Saint-Georges au printemps, le Cèpe d'été en été. L'automne reste cependant la période la plus propice pour la production de carpophore des champignons.

Stabilité physicochimique des sols

De nombreuses espèces se développent sur des sols qui bénéficient d'une longue stabilité physicochimique et de l'absence de produits phytosanitaires. En effet, de nombreux champignons présentent une réactivité accrue par rapport à la flore ou à d'autres taxons. C'est notamment le cas du groupe des Clavaires, Hygrocybes, Entolomes, Géoglosses, Dermolomes (CHEGD fungi) qui ont disparu à 90 % ces 75 dernières années en Europe de l'Ouest (Griffith *et coll.* 2013, Sellier *et coll.* 2015). L'emploi de différents produits chimiques peut affecter les champignons pour de très longues périodes. Même si les champignons ne sont pas les cibles de ces produits, ces derniers peuvent amener à des changements de communautés fongiques (Trappe *et coll.* 1984, Griffith *et coll.* 2014, Arnolds 1989).

Potentiel hydrogène (pH)

Plusieurs espèces sont connues pour leur sensibilité au pH, de telle sorte qu'elles ne peuvent se rencontrer que dans des conditions de pH qui leur sont favorables. Par exemple, l'Amanite tue-mouches, qui peut se développer sur différents types de sols, a une préférence pour les substrats acides (pH inférieur à 5,5). *A contrario*, certaines espèces, comme le Bolet de satan, ne se rencontrent qu'avec des pH élevés.

Feu

Le passage du feu est souvent perçu, même par certains écologues, comme un élément destructeur (donc à exclure des modes de gestion). Cependant, cette perturbation est d'origine naturelle et n'a cessé, depuis des millions d'années, de perturber les habitats naturels et façonner leur évolution. De nombreux genres ou espèces dépendent directement du feu pour réaliser leur cycle de vie (Monti *et coll.* 1992).

7.1.2. Facteurs biotiques

Diversité végétale

La diversité fongique potentielle peut être jusqu'à 17 fois supérieure à celle de la flore selon les habitats (Taylor *et coll.* 2014). Donc, plus les habitats sont diversifiés et riches en flores au sens large (phanérogames, fougères, bryophytes, algues) et plus la liste des espèces fongiques sera importante. Pour les espèces endophytiques (vivant dans les plantes), cette diversité revêt une importance cruciale. La diversité végétale, et notamment des arbres (Mueller *et coll.* 2004), est également importante pour assurer l'expression variable des champignons impliqués dans la dégradation des substrats végétaux tels que les feuilles, les tiges ou le bois mort (Boddy 2001).

Quantité et qualité de bois mort

Les champignons sont les acteurs de la dégradation de la biomasse ligneuse (lignine). Les espèces sont en partie dépendantes d'une espèce végétale et le plus souvent spécifiques à la taille des débris ligneux (Norden *et coll.* 2004). Certains champignons ne poussent que dans la canopée (bois mort des houppiers), ou que sur des troncs debouts ou couchés... Il y a donc une complémentarité importante des niches écologiques dans la diversité des types de bois morts. De même, comme précisé précédemment, la diversité spécifique végétale de ces bois morts est importante pour le développement de la fonge d'un habitat ou micro-habitat.

Faune

De nombreux champignons sont comestibles pour différentes espèces de faune. Ces dernières vont donc participer, comme pour la flore, à la dispersion des spores. Les champignons sont aussi des symbiotes de différentes espèces animales ou au contraire des espèces régulatrices ou prédatrices de la faune (Figure 59).



Figure 59 : Beauveria bassiana sur Phaneroptera falcata (orthoptère) © Y. Sellier

7.1.3. Facteurs d'origine anthropique

Gestion des sites

Pour rappel, la gestion a une incidence importante sur la diversité fongique. Plus cette gestion sera complexe (évolution libre, pâturage, brûlis...) plus la fonge sera diversifiée. La multitude des niches écologiques révèle les multiples facettes de la gestion d'un site. La stabilité tout comme les perturbations permettent de diversifier les cortèges fongiques. Il est donc nécessaire d'avoir une vision critique de la gestion d'un site pour permettre de favoriser les espèces cibles et/ou la plus grande diversité. Des éléments concernant les gestions favorables à la fonge sont détaillés au chapitre 3.

Destruction des habitats

C'est un lieu commun, mais il est important de rappeler que les champignons souffrent, comme les autres groupes, de la destruction ou de la simplification des habitats. Les habitats permettant l'expression des champignons sont très divers et les niches écologiques des espèces sont parfois très spécialisées. Une branchette, un pétiole, une bouse ou une bogue de châtaignier sont autant d'habitats potentiels que peuvent l'être un arbre vivant ou une prairie non retournée, non amendée, ou encore une branche d'ajonc brûlée. Toute simplification des habitats entraîne une réduction du cortège fongique présent.

Espèces allochtones végétales et fongiques

Une première liste de 190 espèces fongiques allochtones en France métropolitaine a été établie en 2010 (Desprez-Loustau et coll. 2010) ; elle est présentée en annexe 1. De façon générale, les espèces allochtones (Figure 60) sont considérées comme une des principales causes de la chute de la biodiversité dans le monde (Barrett et coll. 2018) ; on peut en déduire qu'il y a aussi des impacts importants au niveau fongique, même s'il est très difficile de connaître les impacts de ces espèces sur les champignons autochtones (télétoxie...). Ces événements ne sont pas visibles et se passent à l'abri des regards dans les supports colonisés par le mycélium.

Dépôt d'azote atmosphérique

Ce phénomène, connu partout en Europe, amène certains groupes comme des champignons à aiguillons (*Bankeraceae*) à se raréfier (van Strien et coll. 2018). Ces espèces figurent sur de nombreuses listes rouges nationales (Arnolds 2010).

Changements climatiques

Les changements climatiques, qui se traduisent notamment par des températures plus hautes, des modifications dans la répartition des pluies, ou par l'augmentation de l'intensité et de la longueur des périodes de sécheresse, représentent une menace forte pour les mycéliums qui ont besoin d'un taux d'humidité minimum. Ces phénomènes vont influencer la production des carpophores (Marxsen 2016). Les variables climatiques sont les principaux moteurs de la distribution mondiale des principaux types de symbioses fongiques (Steidinger et coll. 2019). De même, si ces changements conduisent à la disparition d'espèces végétales, ils conduiront de facto à une réduction des espèces fongiques qui leur sont liées et/ou aux milieux qu'elles caractérisent. Les évolutions de température sont également non négligeables pour le règne fongique (Kausarud et coll. 2010). Selon les groupes et les habitats, des décalages phénologiques sont observés. Les champignons produisent des carpophores avant ou après les périodes qui étaient habituellement connues. Il y a aussi des allongements dans les périodes de pousse des sporophores (Gange & Gange 2014).



Figure 60 : *Anthurus d'Archer* (espèce allochtone) © Y. Sellier

À titre d'exemple, plusieurs stations d'hygrocybes rares, suivies dans la Vienne, n'ont pas présenté de carpophores entre 2017 et 2019 suite aux sécheresses automnales ces trois années sur une large partie de la France (Sellier et coll. 2018). L'incapacité à produire des carpophores dans ces conditions n'est pas synonyme de mort de l'organisme, mais cela défavorise sa reproduction sexuée et donc la dissémination des espèces. De plus, les sécheresses consécutives fragilisent de nombreux milieux comme les zones humides, les tourbières, les marécages, les ripisylves ou boisements des rives, ou encore les bords de mares et d'étangs, qui sont des habitats accueillant des espèces de champignons spécialisées.

De nombreuses projections scientifiques, basées sur les modèles du Groupe d'Experts Intergouvernemental sur l'Evolution du Climat (GIEC), montrent une baisse globale de l'humidité des sols, et prévoient à moyen terme la disparition de certaines d'espèces végétales de nos contrées, comme les chênes ou les hêtres (Piedallu *et coll.* 2009) qui sont des partenaires symbiotiques ou des supports de vie pour les champignons. De manière empirique, la communauté des mycologues observe que les saisons mycologiques commencent de plus en plus tard.

Les pratiques agricoles

L'anthropisation massive des milieux joue un rôle important dans les menaces pesant sur les champignons (Figure 61). L'agriculture intensive est particulièrement prégnante dans nombre de régions. Cette pratique agricole a fortement augmenté depuis les années 1950 avec son industrialisation accompagnée d'un remembrement massif pour correspondre à l'usage des machines agricoles. Ce remembrement a eu pour conséquences une diminution drastique du nombre de haies

(dans l'ex-région Poitou-Charentes par exemple : plus de 20 000 ha de haies détruites de 1992 à 2003 ; et 36 % de pertes depuis les années 1960), et une augmentation de la taille des parcelles. La diminution des haies s'accompagne aussi d'un appauvrissement de la qualité du milieu. Cette agriculture destructrice pour la biodiversité augmente l'érosion et la déstructuration des sols, ce qui a un impact direct sur certaines espèces de champignons. Très peu sont capables de vivre dans les espaces agricoles de culture.

Ces changements se sont également faits au détriment des pelouses et prairies maigres, qui ont été converties en terrains cultivés (prairies temporaires, cultures). Les prairies et pelouses conservées ont pour beaucoup subi une destruction par leur retournement temporaire ou l'apport d'intrants, engrais ou pesticides (cf. partie stabilité des sols). Les milieux humides, drainés et « assainis », n'accueillent plus les espèces hygrophiles (Figure 62).

L'uniformisation des habitats permet à des espèces de champignons peu exigeantes de se développer, mais cela s'effectue au détriment de cortèges d'espèces plus diversifiés. Aujourd'hui, la fragmentation des milieux due à l'agriculture ajoute un frein à la survie d'espèces sensibles dont les populations se retrouvent isolées et sont ainsi encore plus vulnérables aux perturbations de leur milieu.

Concernant l'élevage, les pratiques sanitaires imposant le traitement des animaux amènent à l'appauvrissement des cortèges de champignons dégradant les fientes. De même, l'export des animaux pour la vente (consommation) ou l'équarrissage (pas de dégradation pas des organismes vivants) induit un appauvrissement majeur des champignons spécialistes de la dégradation des phanères (kératinophiles) ou des os.



Figure 61 : *Coprin fimicola* © Y. Sellier



Figure 62 : Champ agricole, zone quasi abiotique pour les champignons © Y. Sellier

La sylviculture

Plusieurs publications montrent les liens étroits entre la diversité des champignons et celle des types de bois morts (dans le sol, au sol, sur pied, en houppier) (Figure 63), leurs tailles (feuilles, branchettes jusqu'au très gros bois mort), leur quantité (volume en mètres cubes par hectare) et la diversité spécifique végétale d'origine de ces bois morts (arbustes, arbres d'espèces différentes) (Norden *et coll.* 2004). La sélection d'espèces d'arbres à cultiver contraint d'autant les partenariats symbiotiques (mycorhizes) possibles ou les champignons saprotrophes spécialisés.



Figure 63 : Extraction des volumes de bois des forêts © Y. Sellier

La sylviculture provoque un appauvrissement de la biodiversité fongique dont les niches écologiques extrêmement diversifiées se trouvent habituellement dans la diversité des micro-habitats issus de la complexité des systèmes forestiers naturels.

Certaines pratiques de sylviculture appliquées depuis une cinquantaine d'années (monoculture, gestion par coupes rases...) mènent à l'artificialisation et la surexploitation des milieux forestiers. Elles mettent en danger le cortège d'espèces présentes dans ces bois et forêts. Le tassement du sol, lié à l'utilisation d'engins forestiers lourds, est aussi une cause de disparition.

La plantation de résineux (Figure 64) (espèces exogènes dans de nombreuses régions) fait également partie des pratiques sylvicoles récentes dévastatrices pour la fonge qui ne trouve plus les essences d'arbres locales avec lesquelles elle a jusqu'alors coévolué.

Enfin, les coupes rases constituent des chocs thermiques, hydriques et fonctionnels dramatiques pour la fonge.

Surconsommation et mauvaises pratiques de cueillette

Cette catégorie de menace reste anecdotique par rapport aux autres. En effet, seulement environ 240 espèces sont réputées comestibles en France, représentant une très faible part des espèces répertoriées. La cueillette (Figure 65) ne porte pas atteinte au champignon lui-même (mycélium). Elle représente néanmoins une perte dans la dispersion des spores et donc pour la reproduction des espèces cibles. L'aspect le plus destructeur concerne les méthodes de récolte non respectueuses de la couche d'humus et du sol (ratissage...). par ailleurs, le tassement du sol même par piétinement semble avoir une incidence sur certaines espèces (Egli & Ayer 1997).



Figure 64 : Plantation de résineux
© Y. Sellier

Menaces liées à l'urbanisation

L'augmentation de la population humaine s'accompagne d'un accroissement des surfaces urbanisées. En France, l'urbanisation avance au rythme de 7 m² de béton en plus chaque seconde. À titre d'exemple, les surfaces urbanisées représentent 3 % du territoire en Nouvelle-Aquitaine, et ces surfaces pourraient être multipliées par 1,6 d'ici 2050 au rythme des 15 dernières années (Préau *et coll.* 2018). Même si quelques espèces parviennent à se développer dans les contextes urbains (pelouses, bois raméal fragmenté, parcs...), la destruction des milieux reste le plus souvent définitive. S'additionnent à cela le tassement des sols périphériques et la pollution concomitante (Newbound *et coll.* 2010).



Figure 65 : Panier de champignons
© Y. Sellier

7.2. Les types trophiques chez les champignons

Pour rappel, les champignons sont hétérotrophes pour le carbone et sont donc dans l'obligation de le puiser dans des matières organiques préformées présentes dans leur environnement. Le mycélium va avoir deux rôles importants : la sécrétion et l'absorption. Il sécrète notamment des enzymes puissantes capables de décomposer la matière organique la plus résistante (cellulose, hémicellulose, lignine). Il absorbe les éléments carbonés nécessaires à la survie de ses cellules ainsi que de l'eau et des sels minéraux, notamment lors de partenariats symbiotiques.

Ces éléments ont amené la fonge vers différentes stratégies adaptatives :

- Le saprotrophisme : se nourrir de matière organique morte ;
- Le parasitisme : se nourrir au détriment d'un organisme vivant ;
- La symbiose : vivre avec un autre être vivant et échanger avec lui de la nourriture ou des molécules diverses.

Au-delà de ce que consomment les champignons, leurs rôles écologiques sont très importants dans le recyclage de la matière organique, dans la régulation de populations animales ou végétales, ou en entrant dans différents compartiments des réseaux trophiques.

Il est important de préciser que si des informations existent sur les principaux types trophiques des espèces, de nombreuses autres sont encore manquantes ou à affiner. De plus, plusieurs espèces ont recours à différentes stratégies d'alimentation (Selosse *et coll.* 2018).

7.2.1. Les saprophytes

Les champignons saprophytes sont ceux qui dégradent la matière organique morte de diverses origines, ils participent, par cette dégradation, à la formation de l'humus. Ils vont donc jouer des rôles majeurs dans le recyclage de la matière (troncs, branches, feuilles, aiguilles...). Ils vont notamment dégrader la cellulose (et autres polysaccharides) et la lignine. Les champignons sont les seuls organismes à dégrader la lignine, on parle de lignilyse fongique (Durrieu 1993, Gobat *et coll.* 2010), ou de « verrou écologique ». Sans leur action, cette matière organique végétale s'accumulerait, et l'apparition des espèces lignivores, il y a 280 millions d'années, aurait stoppé la formation du charbon par fossilisation (plus d'accumulation de débris végétaux) pendant la période géologique appelée Carbonifère (Garon & Guéguen 2015, Floudas *et coll.* 2012).

Il existe de nombreux types d'espèces saprophytes qui, selon leur substrat (Figure 66, Figure 69), sont dites :

- **humicoles** : champignons se nourrissant de l'humus à divers stades de décomposition ;

- **fongicoles**: champignons se nourrissant de champignons en décomposition ;
- **foliicoles**: champignons se nourrissant de feuilles en décomposition ;
- **strobilicoles** : champignons se nourrissant de cônes de différentes espèces végétales (résineux, aulnes...) ;
- **pyrophiles** : champignons se développant sur les sols et supports brûlés ;
- **coprophiles** : champignons se développant sur des excréments animaux ;
- **herbicoles** : champignons se nourrissant de plantes herbacées en décomposition ;
- **kératinophiles** : champignons se nourrissant de différents types de phanères (cornes, poils, plumes...).



Figure 67 : *Clitopilus hobsonii* var. *daamsii* vivant sur carpophore de *Daedaleopsis confragosa* © Y. Sellier



Figure 66 : *Coprinus angulatus* vivant sur sol brûlé © Y. Sellier



Figure 68 : *Mitrula paludosa* vivant à la surface de l'eau © V. Lagardère



Figure 69 : *Mycena seynii* vivant sur cône de pins © V. Lagardère

– **lignicoles** : champignons se développant seulement sur des substrats ligneux morts (souches, troncs, branches, rameaux). Deux types peuvent être distingués selon le composé dégradé dans le bois mort :

- La pourriture blanche : elle est réalisée par la dégradation de la lignine et de la cellulose. Le bois prend un aspect fibreux, clair. Cela concerne la majorité des champignons lignicoles (90 %)(Figure 70) ;
- La pourriture brune : elle est réalisée par la dégradation unique de la cellulose et de l'hémicellulose. Cela représente 10 % des espèces lignicoles, dont 80 % se développent sur conifères. Le bois prend un aspect cubique, brun rougeâtre (Figure 71).



Figure 70 : Pourriture blanche © C. Deconchat

7.2.2. Les parasites

Si les saprophytes ne dégradent que la matière morte, les parasites, eux, attaquent les êtres vivants, leur causant des préjudices. Ils peuvent s'attaquer aux plantes, aux animaux, mais aussi à d'autres champignons (Figure 72).



Figure 72 : Trémelle orangée (à droite) parasitant une Stérée poilue (gauche) © V. Lagardère



Figure 71 : Pourriture brune © V. Lagardère

Parmi les parasites on distingue les parasites biotrophes des parasites nécrotrophes :

- **Parasites biotrophes** : champignons ne se développant que sur des hôtes vivants (plantes, bryophytes, animaux, champignons) et se nourrissant par exemple aux dépens des feuilles, rameaux, branches ou troncs des végétaux ;
- **Parasites nécrotrophes** : champignons évoluant d'abord en parasites jusqu'à la mort de l'hôte (provoquée par leur action), puis poursuivant leur développement sur l'hôte mort.

Pour les champignons qui parasitent des plantes, on parle de **champignons phytopathogènes**. Les dégâts peuvent être majeurs et les impacts économiques importants jusqu'à plusieurs milliards d'euros dans le monde chaque année (ces chiffres englobent en général aussi les oomycètes qui ne sont plus classés dans les champignons).

Les deux exemples d'espèces parasites suivants sont bien connus pour leurs impacts importants au niveau des paysages et du dépérissement de certaines espèces végétales :

- La graphiose de l'orme (*Ulmus minor* Mill., 1768) est provoquée par un ascomycète (*Ophiostoma novo-ulmi* Brasier) dont le vecteur est un coléoptère (scolyte). Cette épidémie a balayé l'Europe depuis 1970, décimant la majorité des ormes adultes (INRA 2018) ;
- La chalarose des frênes (*Fraxinus excelsior* L., 1753 et *Fraxinus angustifolia* Vahl, 1804) (Figure 73) est une maladie provoquée par un ascomycète

Hymenoscyphus fraxineus (T. Kowalski) Baral, apparue en Pologne et en Lituanie dans les années 1990, elle est maintenant présente dans toute la moitié nord-est de la France. Sa progression est toujours en cours (Fraxinus 2018, Hairaud 2012).



Figure 73 : *Hymenoscyphus fraxineus* responsable de la chalarose des frênes © A. Mombert

Ces champignons jouent aussi un rôle important dans la régulation de différents groupes d'espèces et notamment les invertébrés (Figure 74).



Figure 74 : *Cordyceps* se développant sur une larve de papillon © V. Lagardère

7.2.3. Les symbiotiques

Le terme de symbiose qualifie deux ou plusieurs espèces différentes vivant intimement ensemble pour une part significative de leur cycle de vie, en ne préjugant pas des types de relations entretenues (mutualisme, parasitisme...). Il est intéressant de rappeler que ce terme a été inventé en 1879 par le lichénologue Anton de Barry (de Bary 1879).

Les endophytes

Les champignons endophytes sont des espèces se développant au sein même des plantes, au moins pour une partie de leur cycle de vie, sans pour autant provoquer de modifications morphologiques visibles (mycorhize, dépérissement...) (Hardoim et coll. 2015).

Les espèces endophytes représentent un pan majeur de la diversité fongique. Ces espèces ne sont en général pas visibles et ne se matérialisent pas par

un carpophore. Pour chaque plante, il y aurait plusieurs dizaines d'espèces de champignons endophytes (Sieber 2007).

Les lichens

Les lichens sont des champignons vivant en association symbiotique avec des algues unicellulaires ou des cyanobactéries. Un lichen est une association stable dans une structure originale, le thalle lichénique, indépendante, entre un mycosymbiote et un photosymbiote, dans laquelle le mycosymbiote est le partenaire englobant l'autre (Van Haluwyn & Lerond 1993). Ces organismes représentent environ 3 000 taxons en France. Ils ne sont pas détaillés dans le présent document.

Les mycorhiziques

Ces champignons établissent des relations symbiotiques mutualistes avec les arbres et les plantes terrestres. On estime que 90 % des végétaux seraient mycorhizés (stateoftheworldsfungi 2019). Les partenariats sont formés avec différents végétaux, aussi bien des grands arbres que des espèces herbacées. Liés aux arbres avec lesquels ils vivent en symbiose, les champignons mycorhiziques puisent dans le sol l'eau et les nutriments et en font bénéficier leurs partenaires. Ils participent ainsi à l'augmentation du volume de terre exploré par l'arbre, grâce au mycélium et à l'augmentation de son chevelu racinaire induit par le partenariat. Le champignon apporte aussi une protection physique et chimique à la plante. En contrepartie, les champignons reçoivent de la part des plantes des assimilats (sucres) produits par photosynthèse.

Les hyphes du mycélium viennent au contact des racines de différentes façons (Le Tacon 1985) et l'on distingue deux principaux types de mycorhizes présentes en France :

- **Les endomycorhizes (à vésicules et à arbuscules)** : ce groupe trophique concerne les *Glomeromycota* qui comprend peu d'espèces fongiques dans le monde, sa diversité est estimée entre 300 à 1600 espèces de *Mucoromycota* (*Glomeromycotina*) (stateoftheworldsfungi 2019). Les partenaires chlorophylliens sont surtout des plantes herbacées et quelques ligneux, à l'exception des brassicacées, géraniacées, scrophulariacées, éricacées, monotropacées, orchidacées. L'association est facultative pour les cypéracées, poacées, chénopodiacées, etc. Dans le monde, ce sont 78 % des espèces de plantes qui sont concernées.
- **Les ectomycorhizes** : ce groupe trophique comprend la majorité des « gros » champignons des forêts, tels que les russules, les lactaires, les bolets, les tricholomes, les amanites, les inocybes, les hébélomes, les cortinaires, mais aussi les truffes... Il est donc très diversifié avec plusieurs milliers d'espèces. Les partenaires chlorophylliens sont les pinales (*pinaceae*), les fagales (*fagaceae*, *betulaceae*, *myrtaceae*), les salicales (*salicaceae*), les rosales (*rosaceae*), les violales (*cistaceae*). Au niveau mondial, cela concerne 2,2 % des espèces végétales (principalement les arbres) et 20 000 champignons (basidiomycètes et ascomycètes) (stateoftheworldsfungi 2019).



Figure 75 : Ectomycorhize sur racine de charme
© Y. Sellier

Les mycorhizes à orchidées concernent 10 % des espèces végétales dans le monde et 25 000 espèces de champignons (basidiomycètes et ascomycètes). Les mycorhizes ericoïdes concernent 1,5 % des espèces végétales (*ericaceae*) pour un peu plus de 150 espèces d'ascomycètes au niveau mondial (stateoftheworldsfungi 2019).

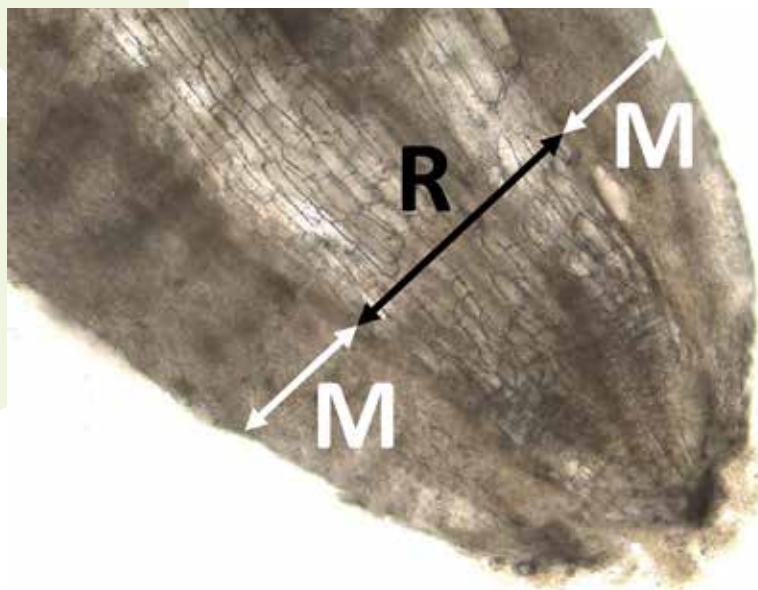


Figure 76 : Détail de la sommité d'une ectomycorhize sur racine de charme (x100) (R : tissu racinaires ; M : hyphes mycéliens) © Y Sellier

Les champignons peuvent connecter plusieurs plantes entre elles, on parle depuis peu de la notion de « wood wide web », une sorte d'Internet de la forêt permettant la communication et la transmission de nourriture et d'information entre les plantes via les champignons (Wohlleben 2017).

7.3. Rôle des champignons pour les autres organismes vivants

Si cueillette est peu préjudiciable pour le mycélium lui-même lorsqu'elle est réalisée sans perturbation du sol comme déjà souligné, elle a en revanche des conséquences très importantes sur les communautés de mycophages (espèces mangeuses de champignons) en les privant de leur principale ressource. De nombreux groupes d'espèces se nourrissent des champignons et beaucoup ne peuvent assurer leur cycle de développement que si le champignon est en place jusqu'à son stade de décomposition ultime. Plusieurs travaux montrent l'importance des champignons pour la conservation d'espèces de groupes très variés. À titre d'exemple, à l'échelle de l'Europe, une étude montre que l'Amadouvier (*Fomes fomentarius*) à lui seul abrite plus de 600 espèces d'invertébrés de tous ordres au cours de son développement (Friess et coll. 2019). Au vu de la diversité des champignons, on imagine aisément la diversité des organismes qui en dépendent et plusieurs travaux d'écologie portent sur les successions écologiques des cohortes associées à certaines espèces de champignon faisant aussi l'objet de cueillettes comme les pleurotes, et ce depuis les années 60 déjà (Dajoz 1960).

Lors des grosses poussées de cèpes à titre d'exemple, il est extrêmement difficile lorsque l'on mène une étude sur les invertébrés (Diptères et Coléoptères notamment) dans les espaces naturels, de trouver des vieux exemplaires ayant permis le cycle de développement complet de ces organismes divers, alors que cette ressource mycologique devrait être en quantité très importante et un formidable support de biodiversité.

Il est très important d'avoir des lieux où la cueillette est interdite et de faire changer les mentalités sur les récoltes, en privilégiant uniquement le prélèvement des jeunes exemplaires indemnes de signes visibles d'habitants... en quelque sorte, être bon perdant et laisser le champignon à ceux qui l'ont trouvé en premier. D'ailleurs la plupart des vieux exemplaires ramassés sur le terrain finissent bien souvent à la poubelle, ou découpés en tranches à sécher pour en extraire toute la biodiversité déjà présente...

Si les champignons sont indispensables sur le plan trophique pour de nombreux organismes, ils sont également utilisés à divers titres dans les stratégies de développement de ces espèces. Nous renvoyons le lecteur à des exemples montrant toute l'ingéniosité du vivant, cités par de nombreux auteurs dont les excellents ouvrages de Christophe Bouget (« Secrets d'insectes » aux éd. Quæ), de Marc-André Selosse (« Jamais seul » aux éd. Actes Sud), de Francis Martin (« Tous les champignons portent-ils un chapeau », éd. Quæ) et bien d'autres.

À titre d'exemple, des familles entières d'invertébrés sont tributaires des champignons et portent des noms tout à fait évocateurs. Chez les diptères la famille peut-être la plus emblématique sur ce plan, les *Mycetophilidae* avec 70 genres et 945 espèces en Europe, toujours chez les diptères, les *Bolitophilidae* avec 36 espèces et d'autres diptères qui s'ils ne portent pas de nom y faisant référence sont liés directement ou indirectement aux champignons comme chez les *Phoridae*, quelques *Syrphidae*, etc., avec parfois des coévolutions aboutissant à des organes permettant de transporter les spores comme chez certains *Cecidomyiidae* que la femelle inocule au végétal et dont le développement va assurer la nourriture de ses larves, bien souvent dans des galles.

Chez les coléoptères, là encore, des familles entières sont associées aux champignons, du simple aspect trophique jusqu'à des stratégies mises en place comme chez les diptères d'organes spécifiques permettant de transporter les spores pour inoculer les végétaux (en référence aux ouvrages cités précédemment). Les noms sont là aussi évocateurs comme pour les *Mycetophagidae*, mais aussi de nombreuses autres familles qui si elles n'en portent pas le nom, sont très liées aux champignons et comportent de très nombreuses espèces comme chez les *Staphylinidae* par exemple.

Pour conclure, les champignons sont essentiels à la survie de nombreux autres organismes. Les priver de cette ressource par des cueillettes abusives n'est pas sans effet sur le maintien d'une riche biodiversité.

8. Détermination et reconnaissance

La détermination des champignons peut, pour certains groupes, être un exercice difficile. Il faut souvent de nombreuses années avant d'être autonome dans la détermination de nombreux groupes fongiques. La diversité est telle que le plus souvent les mycologues, en plus d'une vue générale sur les groupes, se spécialisent sur un ou plusieurs groupes précis.

8.1. Éléments macroscopiques

8.1.1. La morphologie

De nombreux champignons peuvent être identifiés en macroscopie. Pour cela la détermination repose sur l'observation de différents critères généraux :

- le type de chair (celluleuse, fibreuse) ;

- le type d'hyménium (pores, rides, lames, aiguilles)
- la couleur de la sporée ;
- la présence et la configuration du voile total (volve, ornementation du chapeau...) ;
- la présence et la configuration du voile partiel (cortine, type d'anneau...) ;
- le type de lame (facilement séparable ou non) et le type d'insertion des lames sur le pied ;
- le revêtement et la forme du chapeau ;
- l'insertion (centrale, latérale) et la forme du pied, son ornementation, sa texture externe et interne...

8.1.2. Les éléments organoleptiques

La mycologie fait appel à tous les sens (dont l'ouïe pour deux espèces). Pour de nombreuses espèces de macrochampignons, il est nécessaire de connaître le ou les arômes dégagés par les carpophores ainsi que leur goût, par exemple. Ces éléments aident parfois à la détermination de l'espèce lors de l'examen macroscopique. Il est donc nécessaire de rappeler que certains éléments peuvent perturber la perception de ces critères d'identification : le tabagisme, la consommation de nourriture ou de confiseries avant l'examen des spécimens, la consommation importante de café (perception de l'amertume) ou encore l'emploi d'un parfum entêtant. Les goûts, les arômes, comme les couleurs, sont des éléments dont la perception peut varier selon les personnes, il est donc important de s'exercer et d'apprendre ce qu'il faut entendre par arôme au sens des mycologues.

8.1.3. Les arômes

Les arômes sont très variés au sein de la fonge (plus de 600 répertoriés pour les macromycètes en Europe (Claus 1978, Chiron & Michelot 2005). Il est par exemple possible de percevoir (Figure 77Figure 80) : la poire, le crottin, la farine fraîche, le poireau, le topinambour, le concombre, le chocolat, le sucre brûlé, le radis, la noix de coco, le gaz soufré, le chou pourri, l'amande amère, le miel, le bouillon Kub, le citron, le vinaigre, l'abricot... Si ces éléments ne sont pas aisés pour tous les nez au départ, ils sont cependant intéressants lors de l'étude et de la valorisation auprès du public (Claus 1978, Breheret *et coll.* 1997).



Figure 78 : Le mycène rose a une odeur de radis
© V. Lagardère



Figure 77 : Lactaire à odeur de noix de coco © Y. Sellier

Pour bien sentir les arômes, il faut tenir compte de plusieurs éléments :

- l'état du champignon : un vieux champignon sentira mauvais, s'il est imbu ou sec, il ne sentira plus son odeur habituelle ; *a contrario*, le séchage pourra révéler les arômes recherchés ;

- la température extérieure : il est plus difficile d'appréhender les arômes par temps très froid ;
- les conditions d'examen : certaines espèces ne révèlent leur arôme qu'après un passage de quelques minutes dans une boîte hermétique ;
- la méthode : il est nécessaire de froisser une partie du champignon juste avant de la sentir et de bien y coller son nez, car certains arômes sont ténus (il est même recommandé de fermer les yeux pour se concentrer et augmenter la perception olfactive) ;
- les nuisances olfactives.



Figure 79 : *Hygrocybe* à odeur de cuir de Russie © Y. Sellier

8.1.4. Les goûts

De même que l'arôme, le goût est un outil parfois précieux pour la détermination de certains groupes. Goûter consiste à mastiquer une petite partie d'un champignon sain et à la recracher par la suite. Selon les cas ce sera un morceau de chapeau, de lame ou de pied. Les goûts sont moins nombreux (Figure 81 Figure 84) que les arômes et on cherchera à décèler si le champignon est doux, âpre, salé, âcre, piquant, brûlant, acide, acidulé, amer, sucré, poivré, rance, ou s'il a un goût de farine, de rave, de noisette...

Pour certains champignons il suffit de poser la langue sur la cuticule ou de goûter au lait (lactaire).

NB : Attention tout de même avec les espèces très toxiques et mortelles qui sont proscrites pour ce type d'expérience.



Figure 82 : Le tricholome de la Saint-Georges a un goût farineux © Y. Sellier



Figure 80 : Le phalle impudique a une odeur de cadavre © Y. Sellier



Figure 81 : Le bolet de fiel a un goût très amer © Y. Sellier



Figure 83 : L'*hypholome* couleur de brique a un goût un peu amer © V. Lagardère



Figure 85 : *Plutée* de couleur jaune orangé © Y. Sellier



Figure 84 : La *russule jaunissante* a un goût âcre © Y. Sellier

8.1.5. Les couleurs

Les couleurs sont aussi des éléments qui peuvent être perçus de manière différente et individuelle. Pour se mettre d'accord, il existe plusieurs nuanciers qui peuvent être pris pour référence. Si les couleurs sont des éléments importants et très visuels (Figure 85 et Figure 86), elles varient parfois de manière importante en fonction des conditions dans lesquelles les champignons ont poussé (ombre, lumière, pluie intense, peu de précipitations). Il faut parfois disposer de plusieurs champignons de la même espèce (jeunes, matures, vieux), car les couleurs sont interprétables à un ou plusieurs stades de développement. Pour formuler les couleurs observées, il est parfois fait appel à des référentiels de couleurs (Schwaneberger 1953). Les couleurs des sporées sont aussi très utilisées : nombre d'ouvrages les indiquent, et le guide d'Eyssartier et Roux les affiche même en bordure de page pour guider les déterminations (Eyssartier & Roux 2017).



Figure 86 : *Hygrocybe* rouge écarlate © Y. Sellier

Certains champignons arborent une couleur particulière lorsqu'on les blesse. Celle-ci va être immuable ou au contraire virer rapidement vers d'autres couleurs, notamment en s'oxydant. Ces réactions peuvent être plus ou moins lentes (Figure 87 Figure 90).

Certains champignons donnent l'impression de changer de couleur lorsqu'ils s'assèchent, ce sont des champignons dits hygrophanes (Figure 91).



Figure 88 : Entolome de couleur bleu nuit même dans les lames © Y. Sellier



Figure 87 : Entolome verdissant à la cassure © Y. Sellier



Figure 89 : Lait de Lactarius chrysorrheus juste après coupe des lames © V. Lagardère



Figure 91 : Exemple d'un hypholome dont le sommet du chapeau est en train de changer de couleur en séchant. Cette espèce est dite hygrophane © Y. Sellier



Figure 90 : Lait de Lactarius chrysorrheus quelques minutes après coupe des lames © V. Lagardère

8.1.6. Les textures

Le sens du toucher est aussi souvent mis à contribution pour apprécier les textures des pieds ou des chapeaux des champignons. Certaines espèces ont les lames cassantes ou au contraire lardacées. D'autres peuvent avoir une chair molle, fragile, élastique, dure (Figure 92 Figure 95)... Pour tester la structure de la cuticule, exprimée par la texture gluante ou non du chapeau, il n'est pas rare,

par temps sec, de voir un mycologue faire « un bisou » à un champignon. Les lèvres humidifiées permettent de savoir si le champignon est habituellement viscide ou gras. La Collybie beurrée a un chapeau dont le toucher rappelle curieusement le beurre.



Figure 94 : *Rhodotus palmatus* à chair molle et élastique © Y. Sellier



Figure 95 : *Ganoderme* à chair coriace et dure © Y. Sellier



Figure 92 : *Tricholome* : chair à texture fibreuse
© V. Lagardère

8.1.7. Les réactions macrochimiques

Il existe de nombreux réactifs macrochimiques (Figure 96 Figure 97) qui peuvent être utilisés lors de la détermination des champignons (Charbonnel 1995). Les plus classiques sont le sulfate de fer, l'aniline, le phénol, la teinture de gaïac et le TL4.

Ces connaissances sont en constante évolution et il semblerait que la fluorescence puisse aussi permettre de compléter les critères de détermination pour certaines espèces (Michon 2018).

8.2. Éléments microscopiques

8.2.1. Matériel nécessaire

Si, en première approche, la microscopie paraît une barrière importante pour le néophyte, avec un matériel adapté et quelques heures d'initiation, la pratique devient rapidement un point d'intérêt important. En effet, la diversité des cellules, des réactions et des formes rend les observations passionnantes.



Figure 97 : Russule avec teinture de gaïac apposée sur le pied (couleur bleue) et réaction au sulfate de fer (partie rose à côté) © Y. Sellier



Figure 93 : Lactaire : chair à texture celluleuse © V. Lagardère

Le matériel d'examen (pinces, lames, lamelles, réactifs...) peut notamment être trouvé auprès de la Société mycologique de France (SMF) (<http://www.mycofrance.fr/ventes/>) ou de revendeurs spécialisés.

Concernant les microscopes, différents revendeurs sont présents en France, on en citera un qui travaille régulièrement avec les mycologues français et qui en connaît bien les besoins pour conseiller le matériel adapté :

<https://microscopie-et-services.com/>

8.2.2. Les réactions microchimiques

Pour pratiquer la microscopie, il est essentiel de connaître certains milieux d'observation, colorants et réactifs de base. Ils sont détaillés dans un ouvrage dédié (Charbonnel 2004), et permettent de réaliser des observations des cellules cibles. Il est nécessaire de différencier :

- les milieux d'examen permettant l'observation des échantillons tels que l'eau, l'ammoniaque ou la potasse ;
- les colorants permettant de mettre en évidence des ornements cellulaires ou les parois (exemple : le rouge Congo, le bleu coton, le bleu de crésyl, la phloxine) ;
- les réactifs permettant la mise en évidence de réactions des parties examinées (exemple : le Melzer, les sulfoaldéhydiques).

8.2.3. Éléments morphologiques

La détermination des champignons passe souvent par une vérification ou une investigation réalisée au microscope. Différentes parties recèlent des informations très importantes et sont à explorer en fonction du groupe étudié :

- **les spores** : de nombreuses déterminations reposent sur la forme, la taille, l'ornementation, la couleur, la réaction ou même le volume sporal. C'est un des éléments les plus examinés (Figure 26 à Figure 31).
- **Les paraphyses et les cystides** : au sein de l'hyménium, certaines cellules stériles ont des morphologies particulières et souvent caractéristiques. Les paraphyses sont présentes au sein des ascomycètes. Les cystides se trouvent chez les basidiomycètes (Figure 100 Figure 101) et vont avoir des noms différents en fonction de leur localisation (pied, face ou arête des lames), de leur forme et de leurs réactions aux réactifs chimiques.
- **Les basides et les asques** : les cellules produisant les spores sont également très riches en informations : type d'asque ou de baside (Figure 103), longueur et largeur de différents éléments constituants.



Figure 96 : Cristal de sulfate de fer © Y. Sellier

- **Les revêtements piléiques ou cuticules** : la structure de la cuticule est très informative et parfois l'un des premiers critères à exploiter pour réaliser une détermination (plutées, russules). Le nom des revêtements va varier en fonction de l'organisation des cellules, on parlera par exemple de trichoderme pour des cellules hérissées ou d'un cutis dans le cas de cellules couchées, etc.
- **Les boucles ou anses d'anastomose** : c'est un petit canal de forme ovoïde positionné sur le côté à la jointure entre deux articles d'une hyphe. C'est le témoignage d'un mode particulier de division cellulaire. La présence ou non de ces boucles sera parfois un critère de détermination.
- **Les hyphes** : la structuration des hyphes (Figure 99) est un élément important, notamment chez les polypores. En fonction de la complexité, on distingue 3 types de structures principales (monomitique, dimitique, trimitique). Au-delà des polypores, la configuration des hyphes dans diverses parties des carpophores est parfois étudiée (trame des lames...).).
- **Les pigments** : les champignons disposent de pigments (Figure 98) contenus soit dans les cellules, soit dans les parois ou à l'extérieur de la cellule. Leur observation est parfois nécessaire.



Figure 98 : Pigment visible sur les parois de cellules du chapeau © Y. Sellier

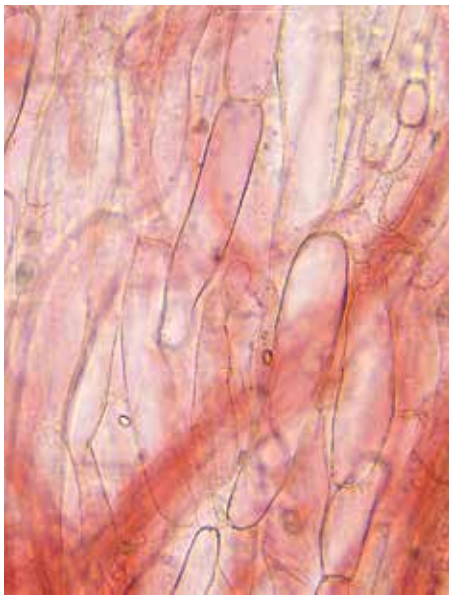


Figure 99 : Trame cellulaire de lame © Y. Sellier



Figure 101 : Cystide de bord de lame © Y. Sellier

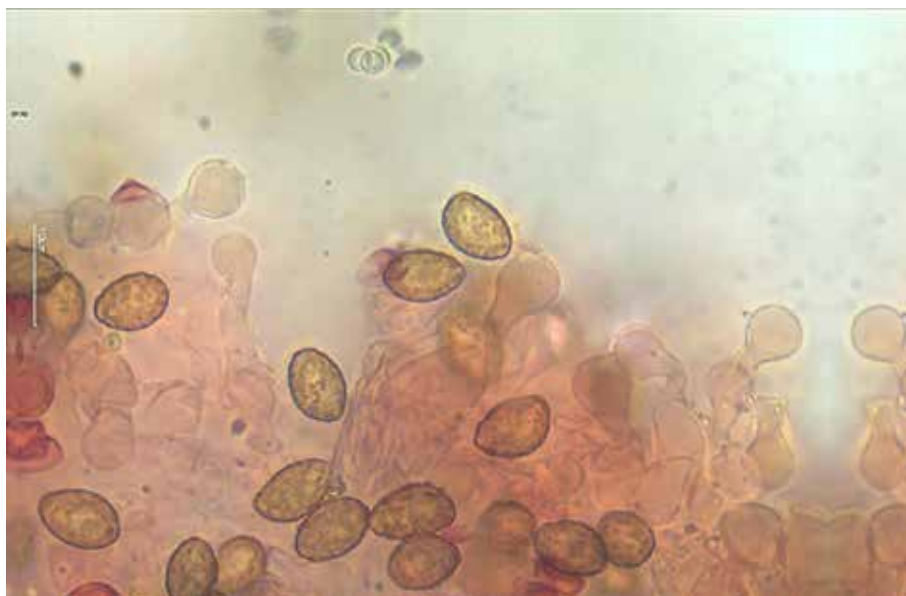


Figure 102 : Spores et cystides de bord de lame © Y. Sellier

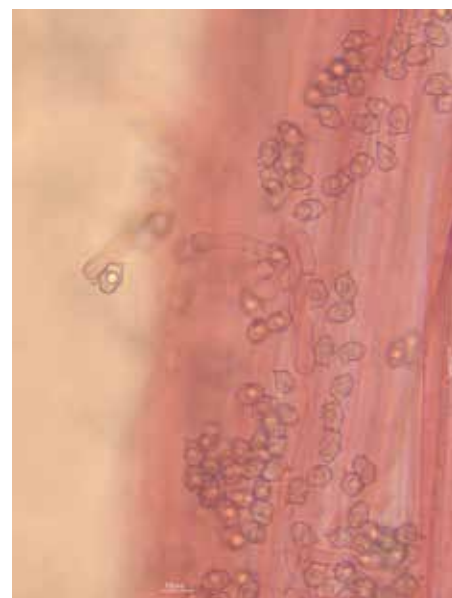


Figure 100 : Cystides de pied © Y. Sellier

Certaines études ne peuvent être menées qu'à partir de l'interprétation d'éléments microscopiques, comme celle de la présence ou de la densité d'animaux au regard des spores de champignons coprophiles dans les sédiments (van Asperen *et coll.* 2019).

8.3. Méthodes moléculaires

La SMF, en collaboration avec le CEFE (Centre d'Ecologie Fonctionnelle et Evolutive, université Montpellier 2), permet à tous ses membres d'avoir accès à un service de séquençage d'échantillons de champignons à moindre coût (12 € en 2018). De plus, ce service est accompagné d'aides à l'analyse, à l'interprétation et à la valorisation (diffusion, publication...) de ces séquences. Elle propose en parallèle à ses membres de se former pour permettre de valoriser leurs propres échantillons et de répondre à leurs questionnements, avec l'aide de mycologues et de généticiens experts dans ces domaines. Pour plus d'informations :

<http://www.mycofrance.fr/projets/mycoseq/>

Il existe évidemment d'autres types d'études liés aux études génétiques sur les successions fongiques dans les supports ligneux en réserve par exemple (Duret 2020), ou le séquençage de spores présentes dans l'air (Ovaskainen *et coll.* 2019).

Le séquençage permet de déterminer les champignons avec une probabilité dépendante des bases de données comparatives. Plus on aura de bases complètes, et meilleure sera l'approche. Comme pour l'ensemble du vivant, la constitution de ces bases de données est primordiale et devrait être une préoccupation dans chacun des inventaires menés actuellement. À chaque inventaire devrait être prévu un budget pour séquencer les espèces déterminées par les spécialistes.

Cette approche moléculaire est une méthode complémentaire de l'approche micro et macroscopique des champignons. Elle permet d'identifier des champignons non visibles, à partir de leur ADN, sous forme de spore, de mycélium, etc. Elle ne remplacera en rien l'observation des champignons sur le terrain, car cette méthode est dépendante de l'échantillonnage et ne donne que très peu d'informations sur l'état, et le rôle des champignons en place,



Figure 103 : Baside avec spores © Y. Sellier

mais elle détecte une présence et apporte des informations impossibles à obtenir par des observations. Elle permet aussi de déceler et de discriminer des espèces cryptiques très difficiles à déterminer à partir des critères micro et macroscopiques.

À titre d'exemple, une première approche des successions fongiques dans le bois de hêtre à partir d'arbres apparemment sains jusqu'à du bois complètement décomposé a permis de montrer dans la RNN de la forêt de la Massane, une richesse spécifique constante proche d'une centaine d'espèces, mais avec des cortèges qui évoluent au cours du temps et de la nature de la décomposition (bois mort au sol, bois mort sur pied, etc.). Ceci est impossible de montrer à partir d'une approche classique d'observation de sporophores (Cassandra *et coll.* 2020 à paraître). De nombreuses espèces nouvelles pour la réserve ont également été détectées, dont la mise en évidence d'espèces cryptiques.

Ces méthodes d'investigation d'ADN environnemental sont de moins en moins coûteuses et peuvent apporter pour le gestionnaire des informations particulièrement intéressantes sur les champignons présents dans l'espace naturel. Elles ont l'avantage de donner des résultats extrêmement rapidement.

8.4. Bibliographie

La mycologie nécessite de disposer d'une bibliographie appropriée aux différents groupes étudiés.

8.4.1. Les ouvrages généraux

Citons ici quelques ouvrages dédiés ou généraux de détermination, les plus actuels et les plus usités permettant de réaliser des déterminations de champignons (Courtecuisse & Duhem 1994, Bon 2004, Eyssartier & Roux 2017, Phillips 1981, Breitenbach & Kränzlin 1984, 1991, 1995a, b, 2000, Charbonnel 1995) :

- De Izarra Z. 2006. L'examen des champignons (étude de leurs caractères avant tout recours au microscope). *Bull. Soc. Myc. Poitou*. Bulletin spécial n° 6 (6).
- Charbonnel J. 1995. *Les réactifs mycologiques. Tome 1, les réactions macrochimiques*. France : J. Charbonnel. 344 p.
- Courtecuisse R. & Duhem B. 1994. *Guide des champignons de France et d'Europe*. 1 752 espèces décrites et illustrées : Delachaux & Niestlé. 480 p.
- Bon M. 2004. *Champignons de France et d'Europe occidentale*. Flammarion. 368 p.
- Eyssartier G. & Roux P. 2017. *Le guide des champignons. France et Europe*. Belin. 1152 p.
- Phillips R. 1981. *Les champignons*. Solar. 288 p.
- Breitenbach J. & Kränzlin F. 1984. *Champignons de Suisse. Tome 1, Les ascomycètes*. Vol. 1 : Mykologia Luzern. 310 p.
- Breitenbach J. & Kränzlin F. 1995a. *Champignons de Suisse. Tome 2, Champignons sans lames : Hétérobasidiomycètes, Aphylllophorales, Gastéromycètes*. Vol. 2 : Mykologia Luzerne. 412 p.
- Breitenbach J. & Kränzlin F. 1991. *Champignons de Suisse, Tome 3. Bolets et champignons à lames, première partie : Strobilomycetaceae et Boletaceae, Paxillaceae, Gomphidaceae, Hygrophoraceae, Tricholomataceae, Polyporaceae (lamellées)*. Vol. 3 : Mykologia Luzern. 364 p.
- Breitenbach J. & Kränzlin F. 1995 b. *Champignons de Suisse, Tome 4. Champignons à lames, deuxième partie : Entolomataceae, Pluteaceae,*

Amanitaceae, Agaricaeae, Coprinaceae, Bolbitiaceae, Strophariceae.
Vol. 4 : Mykologia Luzern. 371 p.

- Breitenbach J. & Kränzlin F. 2000. *Champignons de Suisse, Tome 5. Champignons à lames, troisième partie : Cortinariaceae.* Vol. 5 : Mykologia Luzern.
- Breitenbach J. & Kränzlin F. 2000b. *Champignons de Suisse, Tome 6. Russulaceae : Lactaires – Russules.* Vol. 6 : Mykologia Luzern. 319 p.

8.4.2. Les ouvrages sur la microscopie

Concernant les informations sur la microscopie, on peut citer quelques ouvrages pratiques (Ayl & Moinard 1992, De Izarra 2007, Charbonnel 2004, Lecomte 2012, Basso 2005, 2012) pour acquérir des connaissances sur le sujet :

- Ayl A. & moinard A. 1992. Le microscope : Constitution. Fonctionnement. Emploi en mycologie. Poitiers (86), France. *Bull. Soc. Myc. du Poitou*.
- Basso M.T. 2005. *Manuale di microscopia dei funghi.* Volume 1. Liberia Mykoflora. Italia. 302 p.
- Basso M.T. 2012. *Manuale di microscopia dei funghi.* Volume 2. Liberia Mykoflora. Italia. 582 p.
- De Izarra Z. 2007. Introduction à l'étude microscopique des champignons. *Bull. Soc. Myc. Poitou.* Bulletin spécial N° 5 b (5). 80 p.
- Charbonnel J. 2004. *Les réactifs mycologiques, tome 2, Les réactifs microchimiques.* France : J. Charbonnel. 289 p.
- Lecomte M. 2012. *Manuel de microscopie.* Edité avec la collaboration de G. Auderset, D. Baar, J.-P. Claes, F. Dubois, A. Ferville, A. Février, P. Girodet, T. Hatt, P. Leroy, O. Levoux, A. Marchal, J.-M. Pirlot & G. Trichies: Ass. Mycol. Franc. de Belgique. 193 p.

8.4.3. Les ouvrages européens et liens utiles pour la bibliographie

Il existe une collection de flores européennes en cours de publication, dont un grand nombre est déjà disponible (tome 1 à 14). Ces ouvrages multilingues (dont l'anglais) sont actuellement les plus à jour concernant la diversité fongique européenne.

Deux éditeurs revendeurs sont spécialisés dans la littérature fongique européenne :

- www.mykoflora.com
- <http://www.edizionicandusso.it/>

Au-delà des ouvrages cités précédemment, il est possible de trouver les ouvrages dans lesquels chacune des espèces figure via l'outil Mycodoc de la SMF ou sur Fongidoc d'ADONIF :

- <http://www.mycofrance.fr/publications/mycodoc/>
- <http://fongidoc.adonif.fr/>

Un site permet de réaliser des recherches sur une espèce à travers différents ouvrages :

- <https://www.biodiversitylibrary.org/advsearch>

La recherche est à réaliser via l'onglet « scientifique name »

Enfin, pour effectuer la recherche de publications scientifiques, au-delà des outils conventionnels tels que googlescholar, un site est spécifique :

- <https://www.tandfonline.com/>

8.5. Sites Internet

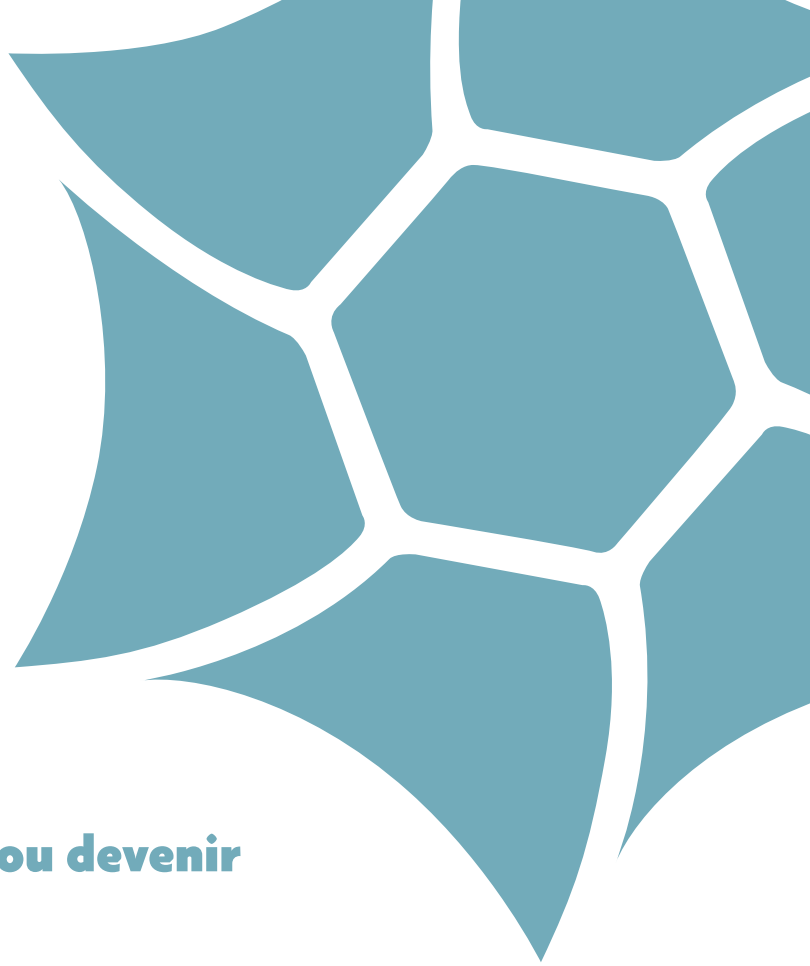
Des sites proposent une aide à la détermination :

- Mycokey est une clé de détermination en ligne. Pour commencer il faut sélectionner différents paramètres morphologiques observés sur le champignon récolté, puis une liste d'espèces potentielles illustrée s'affiche au fur et à mesure. Voir le site au lien suivant :

<http://www.mycokey.com/newMycoKeySite/MycoKeyIdQuick.html>

- Mycoclé développé par la société mycologique du Limousin est un logiciel à installer qui permet de naviguer à travers près de 500 clés de détermination :

http://mycolim.free.fr/DOC_SML/mycoCLE/mycocle.htm



Chapitre 2

Ressources en mycologues ou devenir mycologue

1. Faire appel à des mycologues	59
1.1. Contexte lié à la mycologie	59
1.2. Trouver des mycologues	59
2. Se former à la mycologie	63
2.1. Les formations disponibles en mycologie	63
2.2. Les forums en ligne	65
2.3. Les sites Internet incontournables	66



Piptoporus soloniensis © Y. Sellier



1. Faire appel à des mycologues

1.1. Contexte lié à la mycologie

La mycologie est une discipline difficile. Les temps de détermination peuvent être longs et la bibliographie nécessaire pour travailler très volumineuse. Pour la réalisation d'un inventaire ou d'un suivi, il est nécessaire de faire appel à des mycologues aguerris exerçant déjà au sein de sociétés mycologiques. Il est essentiel que ces personnes disposent :

- d'une bibliothèque fournie ;
- des réactifs macros et microchimiques nécessaires ;
- d'une loupe binoculaire et d'un microscope équipé d'un objectif x100 à immersion
- d'une expérience suffisante (formation de plusieurs années).

Que les gestionnaires d'espaces naturels soient rassurés, la grande majorité des mycologues présents dans les sociétés mycologiques à vocation d'étude de la fonge disposent de ces éléments.

Contrairement à certains taxons plus couramment étudiés, les gestionnaires ne pourront prétendre à réaliser eux-mêmes (au moins dans un premier temps), ou à faire réaliser par un stagiaire ce genre de suivi. Dans le cadre d'une étude qui serait programmée, il paraît donc opportun de se renseigner sur les forces vives de la mycologie locale. Après une petite formation sur les conseils de cueillette, les gestionnaires peuvent le cas échéant, faire la récolte des champignons et ensuite les confier à des mycologues compétents. Des études sur un nombre restreint d'espèces ou faciles à appréhender pourront le cas échéant être réalisées en interne par le personnel ou des apprenants.

1.2. Trouver des mycologues

1.2.1. Les associations mycologiques

En France métropolitaine, le tissu associatif mycologique est particulièrement important. Il y a plus de 250 associations mycologiques réparties sur l'ensemble du territoire. Il est possible de trouver une société à proximité du lieu d'étude en se référant à la liste des associations françaises de

mycologie (Annexe 5), ou en consultant les sites de MycoDB et de la SMF (listes partielles) :

- <http://www.mycodb.fr/societe.php>
- <http://www.mycofrance.fr/smf/les-societes-adherentes-a-la-smf>

Il existe aussi quelques bureaux d'étude en mycologie, mais ces derniers sont assez peu nombreux pour le moment.

Toutes les sociétés ne se destinent pas à l'étude scientifique des champignons, il convient donc de les contacter avant la mise en place d'une étude et d'évaluer la possibilité de collaboration en vue de la réalisation d'un inventaire ou d'un suivi. Les effectifs sont constitués de bénévoles pour la quasi-totalité des associations. Ces derniers ne sont pas forcément familiers avec les exigences que peuvent avoir les gestionnaires, il est donc primordial de les accompagner pour l'application de protocoles, la structuration des données et l'établissement des exigences qui doivent être compatibles avec le fonctionnement associatif.

1.2.2. Les fédérations mycologiques :

Un grand nombre d'associations sont regroupées au sein de fédérations mycologiques (Figure 104). Ces dernières ont des périmètres d'action complémentaires :

Fédération Mycologique et Botanique Dauphiné-Savoie (FMBDS)

Cette fédération regroupe 47 associations mycologiques ou botaniques réparties sur l'ensemble de l'ex-région administrative Rhône-Alpes, dans l'Allier, dans le Jura et dans la Haute-Loire.

- <http://fmbds.org/>

Fédération Mycologique de l'Est (FME)

Cette fédération regroupe 17 associations des régions Grand-Est et Bourgogne-Franche-Comté.

- <http://mycofme.free.fr/accueil.php>

Fédération des Associations Mycologiques Méditerranéennes (FAMM)

Cette fédération regroupe des associations des régions administratives de Corse et de Provence-Alpes-Côte d'Azur, et de l'ex-région administrative Languedoc-Roussillon.

- <https://famm.pagesperso-orange.fr/>

Fédération des Associations Mycologiques de l'Ouest (FAMO)

Cette fédération regroupe des associations mycologiques situées en Bretagne, et dans les ex-régions administratives de Basse-Normandie, Pays-de-Loire, Poitou-Charentes.

- <http://www.famo.fr/>

1.2.3. Le réseau mycologie de l'ONF :

Les réseaux naturalistes de l'Office National des Forêts ont été constitués en 2004, pour :

- favoriser la connaissance des richesses naturelles des forêts publiques ainsi que des impacts de la gestion,
- mettre en œuvre les études et les actions utiles à la conservation et à l'enrichissement de la biodiversité avec les partenaires et l'appui des tutelles le cas échéant.

Actuellement, il existe 6 réseaux dans les domaines suivants : avifaune, entomofaune, habitats flore, herpétofaune, mammifères et mycologie. Ces

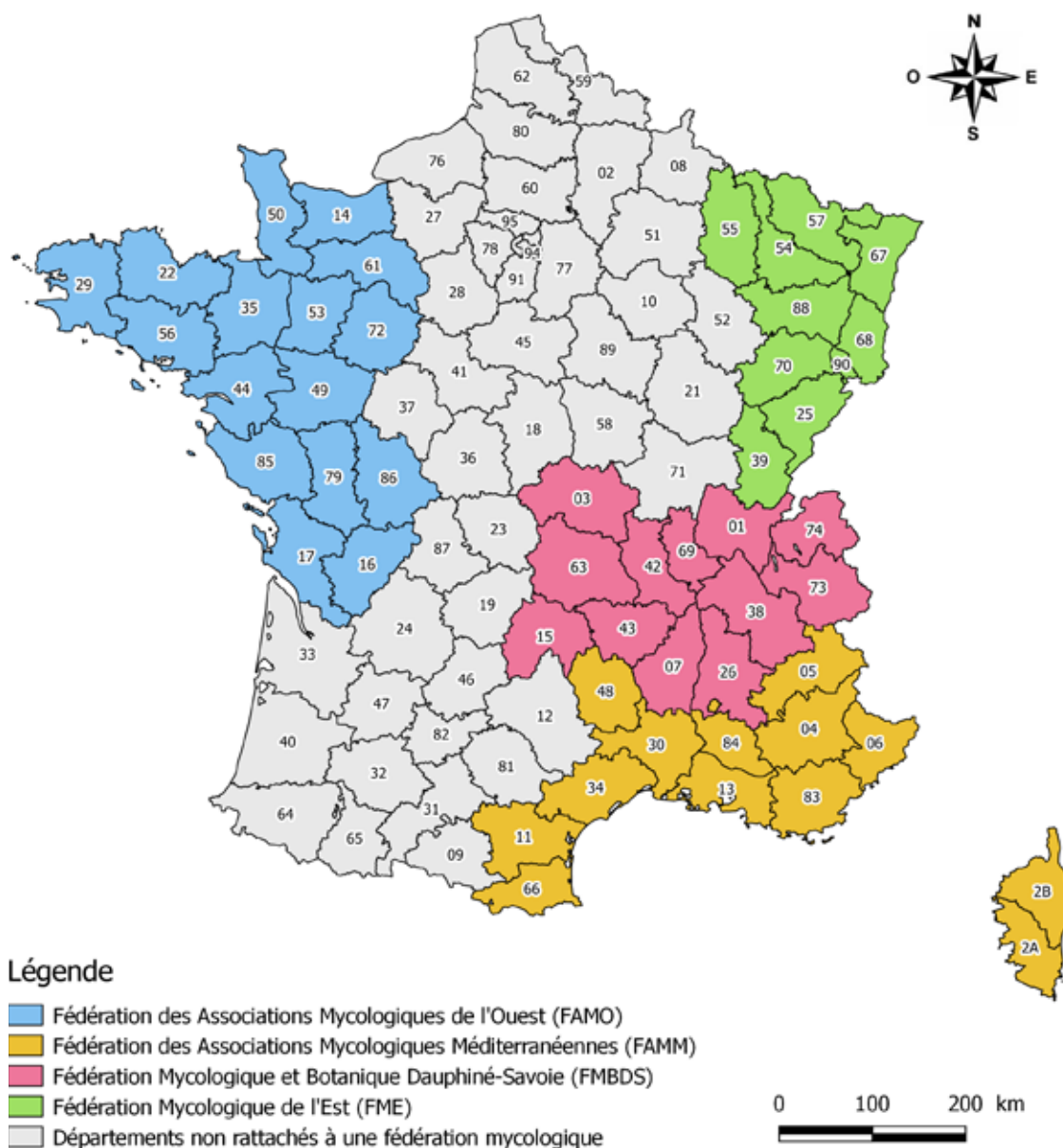


Figure 104 : Carte des périmètres d'action des fédérations mycologiques françaises

réseaux sont pilotés par la Direction Forêts et Risques Naturels (DFRN) et sont en relation régulière avec les directions territoriales (régionales) et les agences. Ils répondent à la fois à des commandes locales (agences) et à des demandes nationales (direction générale, ministères...). Ils sont financés pour partie par la mission d'intérêt général Biodiversité versée à l'ONF par le ministère de l'Environnement dans le cadre du contrat d'objectifs et de performance.

En 2020, le réseau mycologie de l'ONF compte 20 membres répartis sur l'ensemble du territoire de métropole (Figure 105 et Figure 106). Certains d'entre eux travaillent au sein de bureaux d'études régionaux et interviennent dans le cadre d'inventaires sur convention avec des associations ou le monde institutionnel.

Les missions du réseau mycologie

- Appui à la gestion patrimoniale :
 - Support technique dans le cadre de procédure d'alerte ;
 - Inventaires dans les réserves biologiques ;
 - Formalisation des protocoles d'inventaire et d'échantillonnage ;
 - Participation à la rédaction de guides de gestion nationaux ;
 - Contribution à la définition de la politique environnementale nationale de l'établissement.



Figure 105 : Prospection de terrain © G. Gruhn — ONF

- Développement des compétences naturalistes du réseau :
 - Par la mise en place d'un parcours de formation pour les membres débutants : formation interne, formation avec la SMF et DU de Mycologie ;
 - Par la participation à des colloques ou des congrès mycologiques pour les membres confirmés ;
 - Par la réalisation des inventaires en binôme : membre débutant / membre expérimenté ;
 - Programme de tutorat pour la formation de certains membres débutants.
- Relations externes :
 - Relations avec diverses universités et organismes de recherche ;
 - Partenariat avec la Société Mycologique de France ;
 - Relations avec les nombreuses associations mycologiques.



Figure 106 : Travail d'identification en laboratoire © G. Gruhn — ONF

Contact :

Direction Forêt et Risques Naturels (DFRN)

2 avenue Saint-Mandé
 75570 Paris cedex 12
 Tél. : 01 40 19 58 00
gerald.gruhn@onf.fr

2. Se former à la mycologie

La mycologie n'est pas une science enseignée, au même titre que la botanique et la zoologie. Cependant, quelques cursus universitaires en environnement enrichissent leur formation de contenus sur la fonge. Ces enseignements sont plus importants dans les filières liées à la pharmacologie. La majorité des mycologues français sont des autodidactes, mais il existe plusieurs possibilités de formation plus spécialisée sur les champignons, que ce soit au sein des universités, des organismes professionnels ou auprès des associations et fédérations mycologiques. En 2018, G. Eyssartier a fait paraître un ouvrage aux éditions Belin particulièrement intéressant intitulé « *Champignons, tout ce qu'il faut savoir en mycologie* ». Ce dernier est une mine d'informations pour tous ceux qui souhaitent se former à cette science (Eyssartier 2018).

2.1. Les formations disponibles en mycologie

2.1.1. Les formations universitaires

Diplômes universitaires (DU)

Des diplômes universitaires de mycologie sont proposés par plusieurs facultés en France. Il est important de se renseigner sur la spécialisation du diplôme universitaire (écologie, médical).

– Faculté de Pharmacie de Lille

3, rue du Professeur Laguesse

BP83 - 59006 - Lille Cedex

Tél. : 03 20 96 40 40

<http://pharmacie.univ-lille.fr/formation-continue/programmes-inscriptions/duec-mycologie.html>

– Université de Lorraine

34, cours Léopold, 54000 Nancy

Tél. : 03 72 74 00 00

soip-contact@univ-lorraine.fr

<https://formations.univ-lorraine.fr/diplome-d-universite-du-diplome-inter-universitaire-diu/2098-diplome-universitaire-mycologie-officinale-et-de-terrain.html>

– Université Lyon 1

Dr Didier Blaha

Tél. : 04 78 78 56 80

didier.blaha@univ-lyon1.fr

<https://ispb.univ-lyon1.fr/diu-mycologie-environnementale-et-pratique-a-l-officine-745015.kjsp?RH=1305632818724>

– Université de Reims Champagne-Ardenne

Pr L. Voutquenne

Laboratoire de Botanique-Mycologie

51, rue Cognacq Jay

51096 Reims cedex

Tél. : 03 26 91 82 09

laurence.voutquenne@univ-reims.fr

MOOC champignons

Les MOOC (Massive Open Online Course) sont des formations en ligne, ouvertes à tous. Elles présentent l'intérêt d'être assez simples, mais offrent une première approche de grande qualité grâce à des intervenants universitaires que complètent des mycologues de terrain.

– Université de Rouen

<https://www.my-mooc.com/fr/mooc/mooc-champignons/>

inscription : <https://monuniv.univ-rouen.fr/login/index.php>

2.1.2. Les formations d'organismes professionnels de formation

Réserves Naturelles de France

RNF dispose d'un agrément de formation et dispense des formations professionnelles sur plusieurs thématiques spécifiques, dont celle des champignons.

La Bourdonnerie

2, allée Pierre Lacroute

21000 Dijon

Tél. : 03 80 48 91 00

Fax : 03 80 48 91 01

rnf@espaces-naturels.fr

<http://www.reserves-naturelles.org/>

Le Conservatoire botanique national des Pyrénées et de Midi-Pyrénées

Syndicat mixte Conservatoire botanique pyrénéen

Vallon de Salut

BP 70315

65203 Bagnères-de-Bigorre cedex

Tél. : 05 62 95 85 30

Fax : 05 62 95 03 48

contact@cbnmpm.fr

Office National des Forêts

L'ONF dispose également d'un agrément de formation et dispense des formations professionnelles sur plusieurs thématiques spécifiques, dont celle des champignons, la phytopathologie forestière liée à la fonge, ainsi que des modules destinés aux spécialistes Arbre-Conseil et aux correspondants du Département Santé des Forêts du ministère de l'Agriculture et de l'Alimentation.

Gérald GRUHN

Office National des Forêts

5, avenue Mirandol

48000 Mende

Tél. : 03 80 48 91 00

Fax : 04 66 65 63 21 – 06 19 71 02 70

gerald.gruhn@onf.fr

Faculté de Limoges

Des formations sur la mycologie sont dispensées par la faculté de Limoges à la Station Universitaire du Limousin (SULIM), 20 place des Porrots, 19250 Meymac.

Direction de la Formation Continue (SULIM)

209, boulevard de Vanteaux

87000 Limoges

Tél. : 05 87 50 68 57

Mobile : 06 89 04 15 30

beatrice.compere@unilim.fr

www.unilim.fr/sulim

Office français de la biodiversité (OFB)

L'OFB (auparavant ATEN) a déjà réalisé des formations champignons. Il continue de proposer des offres de formation régulièrement (tous les 2 ou 3 ans) sur cette thématique.

assistance.formation@ofb.gouv.fr

<https://formation.ofb.fr/>

2.1.3. Les formations dispensées par les associations et fédérations

De nombreuses associations ou fédérations dispensent des formations à la mycologie. Ces dernières présentent de nombreux axes d'étude des champignons, allant de la biologie, à la détermination, à l'écologie, jusqu'à des formations très spécifiques sur des groupes restreints, la gestion des séquences ADN (ITS), la microscopie, etc. Ces formations sont soit gratuites (adhésion à l'association ou à la fédération) soit d'un coût modique.

Il est nécessaire de se renseigner directement auprès des associations et fédérations concernées (leur nombre ne nous permet pas de les faire figurer ici).

De même, les sociétés mycologiques proposent régulièrement des sessions mycologiques qui comprennent en général, sur plusieurs jours, des prospections de terrain, des identifications, des ateliers, des conférences, une exposition, etc.

La majorité des sociétés mycologiques effectuent également des expositions fongiques un peu partout en France. Ces manifestations, où se côtoient mycologues de renom et amateurs et qui présentent de grandes quantités d'espèces, sont des moments privilégiés d'apprentissage de la mycologie.

Parmi les rendez-vous incontournables, permettant de rencontrer de nombreux mycologues, d'obtenir des informations sur cette discipline et de faire ses premiers pas en mycologie, citons les Mycologiades internationales de Bellême (Orne) :

– <https://www.mycologiades.com/>

Certaines associations, en plus des sorties sur le terrain, réalisent régulièrement (parfois de manière hebdomadaire) des séances de détermination : les champignons récoltés par les membres de l'association sont identifiés par des spécialistes, ce qui donne l'occasion aux profanes d'échanger sur leurs propres récoltes.

Intégrer les sociétés mycologiques est donc l'un des meilleurs moyens de se former à la mycologie. Ces sociétés disposent souvent d'excellents mycologues aux connaissances encyclopédiques, véritables mines d'or pour ceux qui désirent apprendre à reconnaître les champignons. La mycologie ne peut s'apprendre en une formation de quelques jours et il est donc important de disposer de référents dans la discipline pour faire contrôler ses identifications et faciliter sa progression. Enfin, fréquenter des mycologues est l'occasion de percevoir au mieux les enjeux locaux d'un territoire, de bénéficier de conseils pratiques, de matériel, de bibliographie, etc. Et de profiter d'une expertise de qualité à moindre coût.

2.2. Les forums en ligne

Les forums sont des moyens efficaces de se former à la mycologie. Ils permettent notamment d'être en contact avec des mycologues expérimentés, de voir passer de nombreuses espèces (même celles que l'on n'est pas en capacité de trouver soi-même dans sa région), ou de s'initier à des groupes

que l'on ne connaît pas très bien. Il existe des forums ouverts, semi-ouverts ou fermés (soumis à cotisation auprès de l'association). Certains ont des règles particulières, ou utilisent de manière préférentielle l'anglais en raison de la présence des spécialistes étrangers qui y interviennent. Il sera donc nécessaire avant toute chose de se renseigner sur les conditions d'accès et de participation. Voici une liste non exhaustive de forums français ou mycologues français et/ou internationaux :

- <https://groupes.renater.fr/sympa/info/mycologia-europaea>
- <https://www.mycodb.fr/forum/>
- <http://smma.argenson.free.fr/>
- <https://www.champis.net/forums/>
- <http://www.ascofrance.fr/forum?page=1>

2.3. Les sites Internet incontournables

Internet apporte de nos jours une aide précieuse à la mycologie en autorisant un accès plus aisé aux informations. Voici une liste non exhaustive des sites incontournables classés selon que l'on cherche des informations au niveau mondial, national ou régional.

2.3.1. Écologie, répartition, diversité, taxinomie, informations au niveau mondial

- <https://stateoftheworldsfungi.org/>
- <http://mycobank.org/>
- <http://iucn.ekoo.se/en/iucn/welcome>
- <http://www.ascofrance.fr/>
- <https://ascomycete.org/>

2.3.2. Écologie, répartition, diversité, taxinomie, informations au niveau français

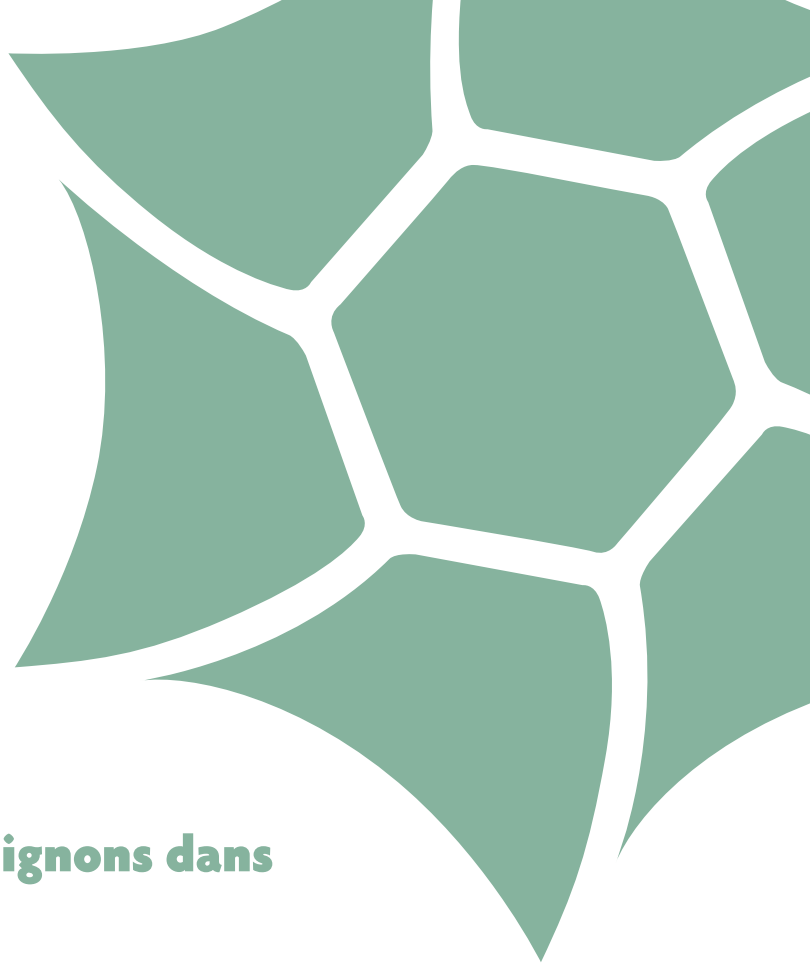
- <http://www.mycofrance.fr/>
- <http://fongi.adonif.fr/>
- <http://www.observatoire-mycologique.fr/>
- <https://inpn.mnhn.fr/informations/inpn-especes>
- <https://www.mycodb.fr/>
- <http://siflore.fcbn.fr/>

2.3.3. Écologie, répartition, diversité, taxinomie, informations au niveau régional ou supra

De nombreux sites de sociétés mycologiques ou sites personnels de mycologues recèlent des photos, des fiches précisant l'écologie de certaines espèces ou disposent de documents téléchargeables ou lisibles, en voici une liste non exhaustive :

- <http://amo-nantes.fr/>
- <http://champignons.aveyron.free.fr/?page=0>
- <http://mycales.fr/>
- <http://mycologia34.canalblog.com/>
- <http://mycologieencotentin.free.fr/>
- <http://mycomania.free.fr/>
- <http://smdpm.blogspot.com/>

- <http://smma.argenson.free.fr/>
- <http://smnf.fr/>
- <http://smp24.fr/>
- <http://users.skynet.be/deneyer.mycology/>
- <http://www.champignons-passion.be/>
- <http://www.entrechampagneetbourgogne-mycologie.izihost.com/>
- <http://www.mycoleron.fr/>
- <http://www.smd38.fr/>
- <http://www.societemycologiquederennes.fr/>
- <http://www.societe-mycologique-poitou.org/>
- <https://www.mycharentes.fr/index.php?page=Alpha>



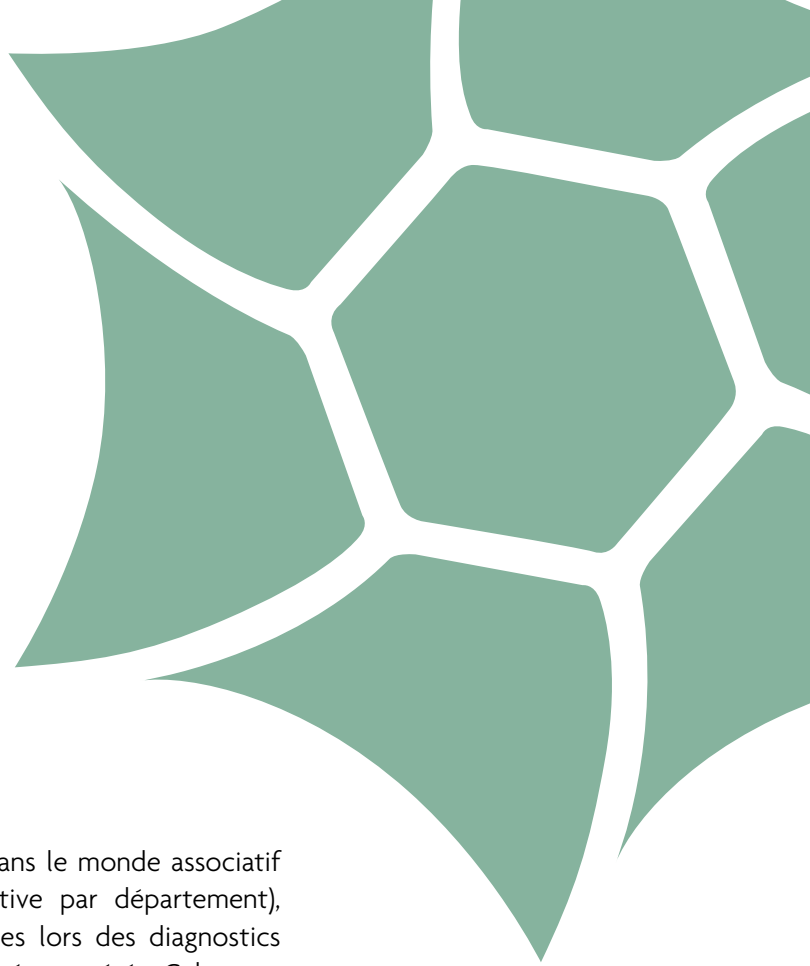
Chapitre 3

Prise en compte des champignons dans les espaces naturels

1. Contexte général	71
2. Intégration de la fonge dans les plans de gestion	72
2.1. Description des espèces présentes	72
2.2. Identifier la ou les responsabilités de l'espace naturel protégé pour la fonge présente	74
3. Quelles sont les mesures de gestion les plus adéquates pour favoriser la fonge ?	77
3.1. Conseils généraux de gestion	77
3.2. Les milieux pelouse et prairie maigre	78
3.3. Les milieux forestiers	80
3.4. Les milieux dunaires	81
3.5. Les milieux humides et tourbeux	82



Hygrocybe coccineocrenata © Y. Sellier



1. Contexte général

L'étude des champignons, bien que très répandue dans le monde associatif (on compte environ une société mycologique active par département), n'est quasiment jamais au centre des études menées lors des diagnostics patrimoniaux de sites dans les divers espaces protégés ou gérés. Cela pour plusieurs raisons, au rang desquelles le manque de textes législatifs conférant un statut de protection aux champignons¹ (convention, directive, droit national), de liste rouge nationale, et pour la majorité des territoires de listes rouges régionales UICN, surlignant les espèces à enjeu. Ceci n'aide pas les gestionnaires à structurer ou à hiérarchiser des actions de suivis et de gestion en faveur d'espèces fongiques. Évidemment, l'aspect caché des espèces et leur courte période d'apparition, ainsi que les difficultés de détermination et le manque de mycologues expérimentés jouent aussi un rôle important dans l'explication de cet état de fait.

1. À l'exception de quelques espèces de champignons lichénisés (listes régionales et directive Habitats-Faune-Flore).

Et pourtant, les champignons, par leurs traits de vie, peuvent renseigner sur l'état de conservation de certains milieux. Il est vraisemblable que les champignons vont servir, dans les années à venir, d'éléments clés dans l'évaluation de l'état de conservation de nombreux milieux. C'est notamment le cas avec le protocole CHEGD, qui peut apporter des informations complémentaires concernant l'état de conservation des habitats de prairies ou de pelouses figurant dans l'annexe I de la directive Habitats (97/62/CEE), soit la totalité des *Koelerio-Corynephoretea* (codes Natura 2000 7120 et 2130), des *Nardetea* (code 6230), des *Elyno — Seslerietea* Br.-Bl. s.l. (ancien *Festuco-Seslerietea* (code 6170)) et de la partie concernée des *Arrhenatheretea* (code 6510), ainsi que de la plus grande partie des *Festuco-Brometea* (code 6210) et des *Caricetea curvulae* (codes 6230 et 6140) (Corriol 2005). Le présent document présente des démarches d'évaluation pour des habitats humides ou forestiers. Actuellement, il est ressenti la nécessité d'évaluer les impacts des modes de gestion et d'avoir à disposition des indicateurs fiables de l'état de conservation des habitats. L'étude de la fonge permet la caractérisation de la maturité des sols, des habitats rendus possibles par une gestion adéquate et durable. La diversité des espèces et de leurs niches écologiques permet de cibler les impacts, la présence ou non de micro-habitats, de fonctionnalités ou de processus passés, ou en cours sur les sites.

Les champignons permettent donc de contribuer à plusieurs éléments fondamentaux intéressant les gestionnaires à savoir :

- L'évaluation patrimoniale de leur site,
 - L'évaluation de l'état de conservation des habitats,
 - Les impacts des modes de gestion,
 - La détection de processus biotiques ou abiotiques passés, ou en cours.
- Pour toutes ces raisons, il apparaît désormais nécessaire d'intégrer ce pan entier de notre biodiversité dans les plans de gestion des espaces protégés, dont nos réserves naturelles.

Aucun indicateur d'état n'est prédéfini dans le présent document, ces éléments seront à construire par les gestionnaires. Quelques exemples sont à noter, notamment pour les milieux tourbeux, les zones gérées par brûlis, ou la stabilité physicochimique des sols (Sellier *et coll.* 2020). En revanche, sont détaillés ci-après de nombreux éléments aidant le gestionnaire à comprendre comment intégrer les champignons lors de la phase diagnostic du plan de gestion.

2. Intégration de la fonge dans les plans de gestion

2.1. Description des espèces présentes

La prise en compte de la fonge dans les plans de gestion repose sur les mêmes principes que pour la flore et la faune (AFB 2020). Il est nécessaire de décrire les études menées et l'ensemble des taxons présents, que ce soit les espèces ou les taxons infraspécifiques. Il sera nécessaire de distinguer les espèces disparues, les espèces rares, les patrimoniales, les emblématiques, ou au contraire les espèces allochtones.

Sont repris ci-après les éléments existants sur le site présentant la démarche plan de gestion (point 2.3 de la méthodologie) (AFB 2020) dans l'objectif de faciliter la lecture aux gestionnaires. Quelques éléments concernant la fonge sont apportés en commentaire sous chaque élément demandé :

– *Statut biologique, par exemple : (R) reproduction certaine ou probable ; (M) passage migratoire ; (E) estivant ; (H) hivernage ; (O) présence occasionnelle ;*
Pour la fonge, les espèces sont reproductrices sur le site de manière obligatoire, sinon elles seraient absentes. Il sera nécessaire en revanche de définir si elles sont autochtones ou non (voir précisions ci-après).

– *Effectifs/taille des populations ;*

Si le nombre de stations peut être « facilement répertorié », il est par contre impossible à quelques exceptions près (pièce de bois ou autre support pouvant être considéré par défaut comme contenant un seul individu), de parler d'effectifs chez les champignons. Il sera donc plus adapté de noter dans ce compartiment le nombre de stations de présence.

– *Spectres biogéographiques (continental, atlantique, boréo-arctique...) ;*

La seule ressource permettant d'avoir une vue sur la répartition mondiale des espèces est le site de la liste rouge mondiale (IUCN 2017). Les autres bases cartographiques peuvent aussi être utilisées pour compléter cette vision au niveau national (Fongibase, SINP, Siflore, mycodb et autres interfaces régionales).

– *Habitat(s) caractéristique(s), habitats d'espèces ;*

Des éléments sont disponibles, tout particulièrement sur les habitats humides

(cf. partie bioévaluation fongique en milieux humides CBNPMP). Mais il sera pertinent de préciser les habitats pour chaque espèce. Ces informations peuvent être demandées aux mycologues réalisateurs des listes rouges UICN, qui ont pour la région donnée, regroupé ce genre d'informations pour la réalisation de ce travail. De nombreuses espèces ne disposent pas encore d'une liste d'habitats potentiels (au sens habitats Corine Biotope ou Eunis), mais leurs types de milieux ou leurs espèces hôtes/supports de vie sont en revanche connus (cf. annexes numériques).

– *Types biologiques (annuelles, vivaces, chaméphytes...)* ;

Peuvent être précisés ici les types trophiques des espèces (saprotrophes, mycorhiziques, parasites...). Pour la majorité des espèces de basidiomycètes, ces traits de vie sont disponibles sur SERENA 2 (cf. partie spectre biologique), ou consultables dans divers ouvrages ou les annexes numériques. Pour les aspects annuels ou vivaces des espèces, les connaissances sont encore trop peu avancées.

– *Écologie (hygrophiles, halophytes...)* ;

Pour ce travail documentaire, des éléments peuvent être demandés aux mycologues réalisateurs des listes rouges régionales, mais ces éléments d'écologie précise ne sont pas connus pour toutes les espèces. Plusieurs sites Internet de référence ont aussi été présentés ci-avant (cf. partie sites Internet incontournables) regroupant des éléments d'écologie des espèces. Des fichiers, notamment constitués pour la création des listes rouges ou par des mycologues, sont mis à dispositions au sein des ressources numériques du présent document (cf. annexe 18).

– *Besoins de chaque espèce végétale et animale vis-à-vis des facteurs naturels (climat, eau, sol, nourriture disponible...) ou anthropiques (niveaux d'eau, date de fauche...)*.

Pour ces éléments, les facteurs d'influence de la fonge ont été décrits dans le chapitre 1. À part pour une faible partie des champignons, par exemple ceux présents à l'annexe numérique 18 (Simmel et coll. 2017), il sera difficile de trouver des documents synthétiques. Ces référentiels restent à élaborer.

– Tableau — Statuts de protection / menaces des espèces. À partir des référentiels MNHN (taxref), lister les statuts de protection et degrés de menace / autres critères (endémisme, limite d'aire...) des espèces.

Voir la partie interprétation de patrimonialité. Mais, actuellement nul besoin de recherche d'espèces protégées aux niveaux national ou régional, dans les conventions ou les directives. Il existe cependant des listes d'espèces déterminantes, des listes rouges régionales (différents types) et une liste rouge mondiale.

– *Fonctionnalité des espèces (selon le niveau des connaissances actuelles) : les espèces se déplacent sous forme d'adultes, de larves, d'œufs, de graines ou de pollens à l'intérieur de l'ENP, entre habitats différents ou disjoints, ou vers des habitats complémentaires à l'extérieur. Elles échangent leurs gènes, trouvent de la nourriture, se reproduisent, hibernent. Il s'agira de décrire les flux constatés (alternance gagnage/remise des anatidés, migration nuptiale des crapauds, brassage génétique...) et de mettre en évidence les zones de dépendance écologique et les corridors à l'échelle pertinente. Carte schématique représentant l'espace naturel dans sa zone de dépendance écologique, avec des flèches montrant la direction des flux d'espèces et l'emplacement des secteurs complémentaires au site.* Les champignons sont disséminés par des spores, ces dernières pouvant transiter

par l'air, l'eau, ou sur un animal ou dans son tractus digestif, ou lors d'exports de matière organique d'un site... Il sera à cet égard intéressant de considérer les sites périphériques de la réserve naturelle constitués des mêmes milieux (flux géniques, dispersion). Beaucoup de champignons feront leur cycle entier dans un même substrat de volume plus ou moins important. Mais dans certains cas, comme pour les champignons phytopathogènes notamment, le cycle complet de vie nécessite parfois plusieurs espèces hôtes. Il sera donc intéressant de préciser si l'ensemble de ces hôtes sont présents au sein ou à proximité de l'espace protégé.

– *En annexe : fiches descriptives des espèces à statut particulier (écologie, date de dernière observation...) et liste exhaustive des espèces présentes sur l'ENP avec les noms latins (issue des bases de données Serena ou autres)*

Pour les fiches espèces des champignons, il est nécessaire de préciser le statut trophique, le support (tige, tronc, sol, feuille, fiente...), l'espèce hôte, l'habitat, ainsi que d'autres éléments d'écologie lorsque cela est possible.

Concernant l'établissement de listes, il est absolument nécessaire de citer le nom latin complet avec les auteurs et de préciser la version du référentiel utilisé, car la taxinomie évolue rapidement en mycologie.

Précisions sur les espèces allochtones :

Il sera nécessaire de se référer à l'annexe 1 précisant la liste des espèces exogènes françaises (Desprez-Loustau *et coll.* 2010), et aux listes rouges régionales. Pour ces dernières, dans le cas de listes rouges de type UICN, les espèces NAa correspondent aux espèces introduites volontairement ou involontairement (Desprez-Loustau *et coll.* 2010). Ce sont aussi toutes les espèces dont la saprotrophie (lignicoles, foliicoles...) ou les relations symbiotiques (mycorhize, parasitisme) sont strictement liées à des espèces végétales non indigènes à l'échelle régionale. En l'absence de liste établie, le travail consiste soit à contacter la société mycologique locale, soit à consulter les conservatoires botaniques nationaux locaux, pour avoir la liste des espèces végétales allochtones et comparer les traits de vie des espèces fongiques à ces éléments.

En revanche, ne sont pas prises en compte dans cette catégorie les espèces saprotrophes présentes dans les litières parfois composées de feuilles ou d'éléments organiques d'espèces végétales allochtones. Car il est considéré que ces espèces pourraient trouver dans ces milieux des conditions abiotiques de substitution (pH, richesse en azote...) (habitats secondaires) et que cela ne remet en rien en cause leur autochtonie (Sellier *et coll.* 2019).

2.2. Identifier la ou les responsabilités de l'espace naturel protégé pour la fonge présente

Sur la base des listes établies et citées précédemment, l'identification des responsabilités du site se fait à partir d'une analyse de trois critères qui permettront d'aboutir à l'identification des enjeux de conservation : la sensibilité du patrimoine naturel, la représentativité du site pour ce patrimoine naturel et le rôle fonctionnel du site.

Les commentaires qui suivent les points extraits de la méthodologie (AFB 2020) copiés ci-après visent à éclairer le gestionnaire au cas particulier des champignons.

2.2.1. La sensibilité du patrimoine naturel

Elle renseigne sur sa fragilité et sur sa capacité de résilience. Pour les espèces, l'UICN a identifié cinq groupes de caractéristiques, vraisemblablement responsables d'une grande sensibilité :

– *Une dépendance vis-à-vis d'un habitat et/ou d'un micro-habitat spécialisé.*

Si une partie de la fonge est ubiquiste et vit dans de larges gammes d'habitats forestiers ou de milieux ouverts, les espèces les plus rares ou patrimoniales sont le plus souvent celles dont les traits de vie sont les plus spécifiques, étant liés à des micro-habitats précis à très précis qui peuvent être adaptés à un mode de gestion particulier (gestion pastorale, brûlis). Ex. *Daldinia caldiorum* qui vit sur ajoncs brûlés.

– *De très faibles tolérances ou des seuils environnementaux qui sont susceptibles d'être dépassés, à n'importe quel stade du cycle vital.*

Très peu d'éléments à donner ici sur les champignons, en dehors des facteurs anthropiques (élévation de niveau trophique, retournement des sols, changement de pH...). Pour ce qui est des variations naturelles du milieu, même si les espèces ne se reproduisent pas (présence de carpophores), elles résistent plutôt bien (sécheresse, températures hautes et basses...). En revanche, les espèces présentes sur des micro-habitats ou des niches écologiques disparaissent assez rapidement avec l'évolution de ces micromilieus. Une analyse est donc à faire à la lumière des traits de vie spécifiques de chaque espèce.

– *Une dépendance vis-à-vis d'un déclencheur ou d'un signal environnemental spécifique qui est susceptible d'être dérégulé.*

La production de carpophores peut être favorisée par la chaleur et l'humidité. Or ces dernières témoignent du bon déroulement de la fonction de reproduction sexuée des champignons. Avec les contraintes des aléas météorologiques qui se multiplient ces dernières années, sont constatées des variations dans la phénologie ou une absence de reproduction sexuée chez les espèces. Ces productions de carpophores renseignent indirectement sur l'état physiologique supposé des appareils végétatifs. L'hygrométrie du sol, le bon fonctionnement hydrologique des milieux et des micromilieus seront donc déterminants.

– *Une dépendance vis-à-vis d'interactions interspécifiques susceptibles d'être perturbées.*

Étant hétérotrophes pour le carbone, les champignons sont en grande partie dépendants des producteurs primaires, ils sont donc par essence tributaires des végétaux, parfois d'animaux ou de champignons. S'ils ne dépendent pas de ces derniers pour la dégradation de leur matière organique (lignine, cellulose), ils sont en relation trophique de manière mutualiste ou parasitaire. Toutes les menaces sur la diversité végétale toucheront une part de la fonge. Certaines espèces fongiques ont d'ailleurs été inscrites sur liste rouge en lien direct avec le statut liste rouge de leur espèce hôte ou bien en lien avec les scénarios d'impacts des changements climatiques sur leur hôte. Les espèces coprophiles, kératinophiles ou spécialistes des os sont directement dépendantes de la faune et notamment de la présence de cadavres. Cette rubrique doit interpeller le gestionnaire, car les champignons sont toujours en interaction avec les autres êtres vivants.

– *Une faible capacité de dispersion ou de colonisation de zones nouvelles ou plus favorables.*

Ces éléments sont actuellement peu documentés ou font l'objet de recherches spécifiques sur quelques espèces (pathogènes), les formes de spores peuvent indiquer des éléments sur leur dispersion (Calhim *et coll.* 2018). Il sera difficile d'apporter des éléments pour la fonge dans cette rubrique, d'autant que la dispersion des espèces peut être réalisée par le vent, mais aussi être fonction d'organismes vivants disséminateurs tels que des arthropodes du sol, des micromammifères...

2.2.2. La représentativité du site pour ce patrimoine naturel

Elle renseigne sur :

– *La proportion présente sur le secteur considéré par rapport à une échelle plus large. Ce critère peut être exprimé au regard de l'aire de répartition, de l'effectif d'une espèce, de la surface totale occupée par un habitat, ou de la biomasse totale.*

Les cartes de répartition des champignons sont largement lacunaires partout en France. Malgré tout, il peut être tenu compte des habitats de présence des espèces en question et en général des niches particulières occupées par les espèces au sein de ces habitats. L'exemple du CHEGD est patent, ils ne sont que dans les prairies et pelouses physicochimiquement stables depuis plusieurs dizaines d'années.

– *La spécificité locale éventuelle, source d'une singularité :*

● *Phénotypique : habitats ou espèces présentant localement un faciès particulier que l'on ne retrouve pas ou peu ailleurs.*

Le niveau de connaissance de la fonge n'est pas aussi avancé concernant la diversité génétique des populations. En revanche, lorsque certains groupes de champignons semblent avoir un phénotype avec une différence constante par rapport au type, il peut s'agir d'une nouvelle espèce pour la science ! Pour rappel, il y a en moyenne 2000 espèces nouvelles pour la science chaque année (dont 25 % en Europe en 2017) (stateoftheworldsfungi 2019).

● *Biogéographique : localisation dans l'aire de répartition (limites d'aire, sites isolés).* Ces éléments seront bientôt plus faciles à appréhender avec la cartographie des données à l'échelle française sur le site Internet d'ADONIF, de Siflore ou de l'INPN.

● *Génétique : la population locale constitue une sous-population de l'espèce.* Connaissances insuffisantes actuellement pour traiter cette question.

● *Phylogénétique : espèce étant le seul représentant d'une famille ou d'un genre.* Ces éléments sont disponibles via TAXREF et dans SERENA.

● *Géologique : stratotype de référence.*
Pas d'objet.

2.2.3. Le rôle fonctionnel du site

Il s'agit de définir l'importance du site sur le plan de sa fonctionnalité. Ces critères sont délicats à renseigner. En l'absence de données permettant de le faire de façon standardisée, ils pourront être complétés à dire d'expert.

– *Pour les espèces, la fonctionnalité du site renseigne sur le caractère déterminant de l'ENP pour la réalisation de leur cycle de vie (zone de reproduction, de migration, d'hivernage, d'alimentation, de nourricerie, de reposoir à marée haute, de tranquillité, site de ponte, frayère...).*

Pour les champignons, la présence de carpophore atteste la réalisation du cycle complet et de la reproduction. Le site, pour certains d'entre eux, peut être crucial pour l'accomplissement d'une partie de leur cycle reproductif (espèces parasites hétéroxènes).

– *Pour les habitats, le critère renseigne sur les fonctions qu'il remplit à l'échelle du site et à une échelle plus large (ex. : production primaire, habitats interconnectés, réservoirs de biodiversité/corridors écologiques, zone de refuge, fleuve à dynamique encore active...).*

Les espèces fongiques ont *pro parte* des niches écologiques se trouvant dans des habitats ou micro-habitats parfois rares en dehors des zones naturelles (très gros bois mort de certaines espèces végétales, supports particuliers et couple habitats / conditions abiotiques ou gestion spécifique...), il sera donc nécessaire de bien appréhender l'écologie des espèces pour mener une analyse pertinente sur ce point.

3. Quelles sont les mesures de gestion les plus adéquates pour favoriser la fonge ?

Les ouvrages et guides techniques pour la prise en compte et la gestion de la fonge sont peu nombreux et se limitent au monde forestier, délaissant les milieux agricoles pour lesquels d'importants enjeux existent. Divers documents, comme les listes rouges, focalisent les gestionnaires sur les menaces liées à la destruction des champignons, de la biodiversité ou sur la nécessité de maîtriser les facteurs biotiques ou abiotiques impactant toutes, ou certaines espèces ou certains groupes de champignons. Les conseils de gestion présentés ci-dessous s'appuient donc sur ces connaissances et demandent à être améliorés au fur et à mesure de l'évaluation des impacts des modes de gestion étudiés (retour d'expérience à venir).

3.1. Conseils généraux de gestion

Si certains éléments sont spécifiques à des ensembles d'habitats, plusieurs conseils sont plus transversaux et valables de manière générale pour la majorité des espèces et des habitats. Dans certains cas, il faudra adapter ces grands principes dans le cas très particulier d'une gestion ciblée en faveur d'une ou plusieurs espèces dont les traits de vie sont particuliers, précis ou exceptionnels dérogent à ces règles. Aucun mode de gestion ne peut satisfaire l'ensemble d'un groupe aussi prolifique.

De manière générale, nous conseillons les principes de gestion suivants :

- contribuer à limiter les changements climatiques et les changements globaux,
- participer au maintien de la qualité de l'air au niveau local,
- maintenir les trames vertes et bleues autour de l'espace protégé, et les connexions avec les milieux similaires proches,
- proscrire l'usage des produits phytosanitaires et amendements sur le site et en périphérie,
- proscrire les pollutions qu'elle qu'en soit la forme,
- proscrire le retournement du sol, ou tout élément pouvant provoquer une modification du sol dans une de ses composantes (hors améliorations écologiques visées...),
- éviter le tassement du sol (engins, périodes d'intervention...),
- maintenir ou augmenter la diversité végétale,
- maintenir un maximum d'habitats (même les moins patrimoniaux) dans toutes leurs diversités d'expression, leurs stades, leurs faciès,
- maintenir ou augmenter la diversité des classes d'âges des espèces végétales,
- contribuer aux stades ultimes de la sylvigénèse,
- maintenir tous les types de bois morts (espèces, diamètres, positions),
- ne pas exporter la matière organique morte végétale des sites,

- dans le cas de fauche avec exportation, de débroussaillage et d'autres actions visant à perturber ou rajeunir un milieu, une partie des végétaux coupés peuvent être conservée pour en assurer la dégradation *in situ*,
- maintenir ou augmenter la diversité animale (invertébrés, comme vertébrés), plusieurs centaines d'espèces étant dépendantes des animaux pour la décomposition des fientes, leur dissémination, ou tout ou partie de leur cycle de vie,
- ne pas exporter la matière organique animale morte, de nombreuses espèces fongiques dépendent des cornes, des plumes, des ongles, des poils, des os... Ceci est à réaliser dans le respect de la législation actuelle,
- diversifier au maximum les types de gestion d'un même espace ou habitat dans le temps et l'espace,
- ne pas oublier le brûlage dirigé ou l'incinération de rémanents, à réaliser dans le respect de la législation liée au feu, pour la création de supports favorables aux espèces pyrophiles,
- proscrire le ramassage des carpophores pour les espèces rares ou patrimoniales,
- lors des études, prélever le minimum de carpophores (nécessaires à la détermination), laisser les supports en place, limiter les méthodes destructives.

3.2. Les milieux pelouse et prairie maigre

De nombreux éléments concernant la stabilité des sols, les produits chimiques... ont déjà été cités ci-avant, pour les éléments spécifiques. Les conseils de gestion sont les suivants (Sugny & Sellier 2019) :

Les conditions favorables :

- Disposer d'un sol stable, oligotrophe et drainé.
- Réaliser un pâturage extensif des zones avec déplacement régulier des animaux (apparition ou maintien des coprophiles et maintien ou amaigrissement du statut trophique du sol).
- Favoriser les effets lisières, les buissons disparates. Les buissons ou les bosquets jouent un rôle de protection contre le vent et maintiennent des zones ombragées qui favorisent l'implantation de petites mousses, qui sont elles-mêmes favorables à une fonge praticole diversifiée et souvent à haute valeur patrimoniale.
- Pelouses implantées depuis au moins 100 ans, sans amendement ni intrant chimique. Sans attendre 100 ans, les pelouses voient progressivement leur cortège fongique s'établir et se diversifier au bout de quelques dizaines d'années (Montagne 2018).
- Fauche avec exportation des rémanents, favorisant la présence et le maintien des espèces sensibles à très sensibles aux nitrates, avec maintien de la végétation à un niveau compris entre 5 et 15 cm à l'automne car l'herbe trop haute est défavorable à la fonge associée aux pelouses et aux prairies maigres, de même que l'herbe trop rase. Il est possible de réaliser deux fauches par an : l'une fin juin et l'autre fin août, pour permettre un développement optimal de la fonge herbicole automnale. Cette pratique semble (malgré le nombre de sites retours encore faible) maintenir les CHEGD de manière plus importante, et permet de favoriser la réinstallation de cortèges plus complets si ce mode de gestion est maintenu dans le temps après des perturbations (apport d'azote, surpâturage...).
- Exportation systématique des rémanents (fauche, coupe, débroussaillage) pour que les pelouses restent maigres.

- Présence de zones de petits talus ou de pentes plus accentuées, sans doute parce que le drainage est meilleur dans ces zones.
- Présence de *Plantago lanceolata*, car cette plante est souvent observée à proximité d'hygrocybes ou de *Cuphophyllus virgineus* avec lequel elle peut former des symbioses, comme cela a été démontré scientifiquement.
- Présence de *Pseudoscleropodium purum* et/ou de *Rhytidiadelphus squarrosus*, ces deux bryophytes étant souvent observées à proximité des CHEGD dans certains groupements végétaux.
- Maîtriser la dynamique de la végétation ligneuse, de sorte à maintenir les espaces ouverts.

Les causes de perturbation :

- Amendement par des intrants azotés et/ou phosphorés.
- Utilisation d'herbicides, fongicides ou autres pesticides.
- Fumures organiques (fumier de bovin, de cheval, etc.).
- Tassement du sol par des animaux domestiques ou des engins mécaniques.
- Pâturage intensif ou trop ras (moins de 5 cm).
- Pâturage équin, ces animaux pâturant plus ras que les bovins.
- Fauche induisant une hauteur d'herbe supérieure à 15 cm à l'automne ou fauche en laissant l'herbe coupée sur place (défavorable à la pauvreté de la pelouse).
- Évolution naturelle des pelouses, conduisant à une végétation trop haute puis à un enrichissement. La dynamique de la végétation ligneuse peut conduire à l'installation d'une fruticée ou à un reboisement naturel progressif.

Les conditions de retour à des conditions favorables

Du fait de la rémanence des taux de nitrates dans le sol, il semble qu'une trentaine d'années de fauches soit nécessaire après 50 ans de pâturage bovin non extensif pour que les genres *Hygrocybe*, *Cuphophyllus* et *Entoloma* fassent à nouveau partie des espèces de champignons les mieux représentés (Sugny & Sellier 2019).

Charge et type de bétail compatible avec une fonge à haut niveau patrimonial

Les observations suivantes reposent sur un nombre encore très restreint de données (20 sites) : les pelouses implantées sur terrains pauvres et protégées dans le cadre de Natura 2000 sont, du fait de leur haute valeur biologique, souvent gérées par pâturage extensif (Poirier *et coll.* 2012, Agreste 2010). D'autre part, les équins pâturent plus ras que les bovins et ont la capacité de s'alimenter pendant 10 heures par jour en moyenne, induisant une consommation de 60 % de masse végétale de plus que les ruminants, ces derniers broutant pendant moins de 8 heures (Selosse 2017). Le pâturage équin génère à la fois un tassement du sol et des pelouses plus rases que les bovins, qui ne sont guère compatibles avec l'installation et le maintien des CHEGD (Sugny & Sellier 2019). En conséquence, la fédération mycologique de l'Est préconise les types de pâturages et de charge en bétail suivant pour les pelouses à hygrocybes : pâturage extensif avec une charge en bétail inférieure à 0,5 Unité Gros Bovins (UGB)/ha pendant 150 jours par an au maximum, avec rotations fréquentes des animaux en fonction des sites (superficie, types de sols, etc.). Des équivalents UGB sont précisés pour les ovins et les caprins (Tableau 2).

Tableau 2 : Équivalent UGB proposé pour une gestion favorisant les CHEGD fungi d'après Sugny et Sellier 2019

Type de pâturage	bovin	ovin	caprin
Charge en bétail	< 0,5 tête/ha	< têtes/ha	< têtes/ha

3.3. Les milieux forestiers

3.3.1. Boisements et forêts à vocation conservatoire

À la lumière des différents besoins de la fonge en termes de diversité des espèces végétales, de types de bois mort, de classes de diamètres et de volumes de bois mort... (cf. partie facteurs d'influence), il semble que le conseil le plus pragmatique et le plus efficace soit de laisser les systèmes forestiers en libre évolution ou *a minima* de favoriser, au sein du peuplement, l'expression de dynamiques naturelles.

Il est conseillé de favoriser les espèces autochtones ou implantées depuis suffisamment de temps pour être jugées comme telles (par exemple, dans le cas du châtaignier). La suppression des espèces végétales allochtones pourra être envisagée, car si elles apportent une diversité complémentaire (champignons spécifiques), leur présence occupe des niches favorables à la fonge autochtone. De tels chantiers de génie écologique ne pourront être envisagés qu'en mettant en balance ces travaux avec le traumatisme qu'ils peuvent engendrer sur le milieu (cas des travaux lourds).

Pour autant, la préservation à long terme de certains habitats secondaires liés à des espèces allochtones (litières sous robiniers ou cyprès de Lambert...) peut avoir un intérêt. Certains d'entre eux semblent être très favorables, voir les seuls endroits par grande entité géographique où l'on retrouve certaines espèces fongiques autochtones (ex. certaines lépiotes ou gastéromycètes).

Il sera nécessaire de veiller aux conditions de sécurité des espaces, en fonction de leur statut du foncier, du gestionnaire, et de la fréquentation du public. À ce titre les travaux de mise en sécurité seront entrepris (abattage, élagages).

Dans une vision plus interventionniste visant à protéger une espèce présentant un fort risque d'extinction, citons des retours positifs d'expérimentation de réintroduction de champignons menacés en forêt finlandaise (Abrego *et coll.* 2016).

3.3.2. Boisements et forêts à vocation de production

Évidemment, toutes les forêts ne peuvent être laissées en libre évolution. Quel que soit le régime appliqué (futaie régulière, irrégulière, taillis, etc.), la gestion forestière impactera la fonge par la sélection des espèces végétales de production, l'extraction des gros bois, chocs thermiques, etc. La sylviculture influe sur les cortèges fongiques forestiers, de sorte qu'il est nécessaire de suivre quelques recommandations de bonne conduite (CRPF Midi-Pyrénées 2008).

Pour les forêts qui sont exploitées, nous proposons ci-dessous quelques conseils pour améliorer/favoriser la fonge :

- Maintenir un maximum de diversité végétale en d'accompagnement des espèces objectifs.
- Favoriser les espèces autochtones.
- Favoriser le maintien ou le retour d'espèces autochtone au sein des parcelles en essences allochtones.
- En futaie régulière, maintenir au-delà des coupes définitives de gros et vieux arbres autochtones sur les parcelles exploitées, et ce jusqu'à leur sénescence.
- Envisager la diversité des structures et leur équilibre à l'échelle de la parcelle ou de la forêt.
- Réaliser de coupes progressives, avec exploitation d'un volume le plus faible possible.

- Conserver du bois mort sous toutes ses formes et des arbres porteurs de champignons, enjeu majeur pour le maintien du cortège fongique des forêts et par conséquent pour le fonctionnement de l'écosystème forestier (Biache *et coll.* 2017). Le maintien de forts volumes de bois mort en forêt sera donc privilégié, sous toutes ses formes :
 - diversité des espèces,
 - diversité des types de bois mort (sous le sol, couché, sur pieds, houppier, souches, chandelles...),
 - diversité dans les diamètres en cherchant notamment à laisser de très gros bois, compartiment déficitaire en zones exploitées.

Quelques règles simple et facilement supportable pour le gestionnaire peuvent contribuer à cet objectif (Pichard 2015) : laisser mes chandelles se dégrader toutes seules ou abandonner les purges de bois en forêt.

- Limiter les exploitations de bois-énergie exportant les arbres entiers à une coupe par durée d'exploitation de la parcelle.
- Création d'îlots de vieux bois : îlots de vieillissement et de sénescence (ONF 2017). Mais également conservation d'une densité maximum d'arbres morts, sénescents, à haute valeur biologique disséminés dans les peuplements.
- Maintien d'un bon niveau de présence d'arbres à microhabitats dans les peuplements (Bütler *et coll.* 2020a et 2020b).
- Proscrire tous les produits sanitaires et d'amendement du sol.
- Éviter les travaux lourds perturbant les horizons du sol.
- Éviter les tassements du sol par toutes les méthodes adéquates (cloisonnements d'exploitation, intervention hors période sensible, limiter la taille des engins d'exploitation...).
- Gestion particulière des zones où des espèces d'importance patrimoniale sont présentes. Des mesures appropriées peuvent être mises en œuvre pour le maintien de ces espèces selon leur statut trophique, mycorhizien, saprotrophe de litière ou lignicole.
- Mise en œuvre d'action de suivi, gestion d'indicateurs liés aux divers objectifs concourant au maintien de la biodiversité (bois mort, lisières, clairières, etc.).

3.4. Les milieux dunaires

Sur les milieux dunaires, un travail de synthèse, réalisé par J. Guinberteau, est à lire dans son intégralité pour appréhender la structure, la composition et le fonctionnement de la mycoflore dunaire non boisée. De réels conseils de gestion ne seront pas listés ici, nous nous limiterons à donner quelques éléments de bio-indication intéressants, témoins de l'état des milieux. Voici quelques éléments synthétisés ci-dessous (Guinberteau 2010, extraits p. 261 et 262) :

- *Hygrocybe aurantiolutescens* et *H. conicoides* : espèces annonciatrices d'un faciès régressif d'une dune noire fixée à *Helichrysum*.
- *Lepiota brunneolilacea* : caractéristique des zones d'accrétion ou d'engraissement par saupoudrage ou ensevelissement d'une ancienne lette.
- *Mycena Chlorantha* var *cespitosa* : tendance à l'acidification de l'écosystème dunaire.
- *Inocybe heimii* : lors d'apparitions massives, il signe la présence sous-jacente d'une ancienne pinède avec des épisodes successifs d'ensevelissement.
- *Volvaria speciosa* var. *gloiocephala* : en contexte touristique, indique une surcharge azotée par eutrophisation azotée (déchets abandonnés).

3.5. Les milieux humides et tourbeux

Concernant les milieux tourbeux, il est ici nécessaire de rappeler que les processus de formation et d'établissement de la diversité et de leur fonctionnalité sont longs à très longs. Cela oblige à la plus grande attention. Les microvariations des facteurs abiotiques sont nombreuses et à percevoir de manière très fine (Corriol 2019). De nombreuses espèces sont menacées dans ces milieux et figurent souvent avec des statuts de menaces élevées sur les listes rouges (annexe 18). De plus, de nombreuses espèces rares et menacées vivent en lien avec des sphaignes (Moreau 2002 ; Sugny D. *et coll.* 2013 ; Corriol G. *et coll.* ; 2014 Muller J.- L. *et coll.* 2014 ; Sellier *et coll.* 2019). Il est rappelé ici que le piétinement réalisé pour prospecter les champignons peut avoir des impacts sur le mycélium notamment sur ces milieux fragiles. Il sera donc nécessaire de bien réfléchir les déplacements sur les milieux les plus fragiles.

Le niveau des connaissances actuel ne permet pas de décrire des actions ciblées particulières ou précises par milieux. Seront donc rappelés ici des éléments fondamentaux qui favorisent la fonge :

- Assurer les apports et le maintien quantitatif et qualitatif en eau de la zone humide (bassin versant, gestion, acteurs, effluents agricoles, infrastructures linéaires ou autres) ;
- Maintien de l'oligotrophie, actions visant à éviter les dérives trophiques (apports extérieurs, notamment du bassin versant) ;
- Proscrire les pompages et les drainages ;
- Proscrire tous les produits chimiques, y compris le traitement des animaux (fèces) ;
- Gestion extensive attentive si pâturage sur le site (tassement, apport de fèces...) ;
- Éviter le tassement du sol ;
- Diversification des modes de gestion, dont une partie en évolution libre ;
- Permettre ou augmenter la complexification des conditions microstationnelles ;
- Maintien de certains arbres dans une vision de diversité des espèces autochtones présentes (conservation des espèces de champignons saprotrophes et mycorhiziques des milieux tourbeux) ;
- Une attention peut aussi être portée sur les sangliers qui en forte densité peuvent générer des perturbations superficielles importantes (si stations d'espèces très rares et localisées sur le site).



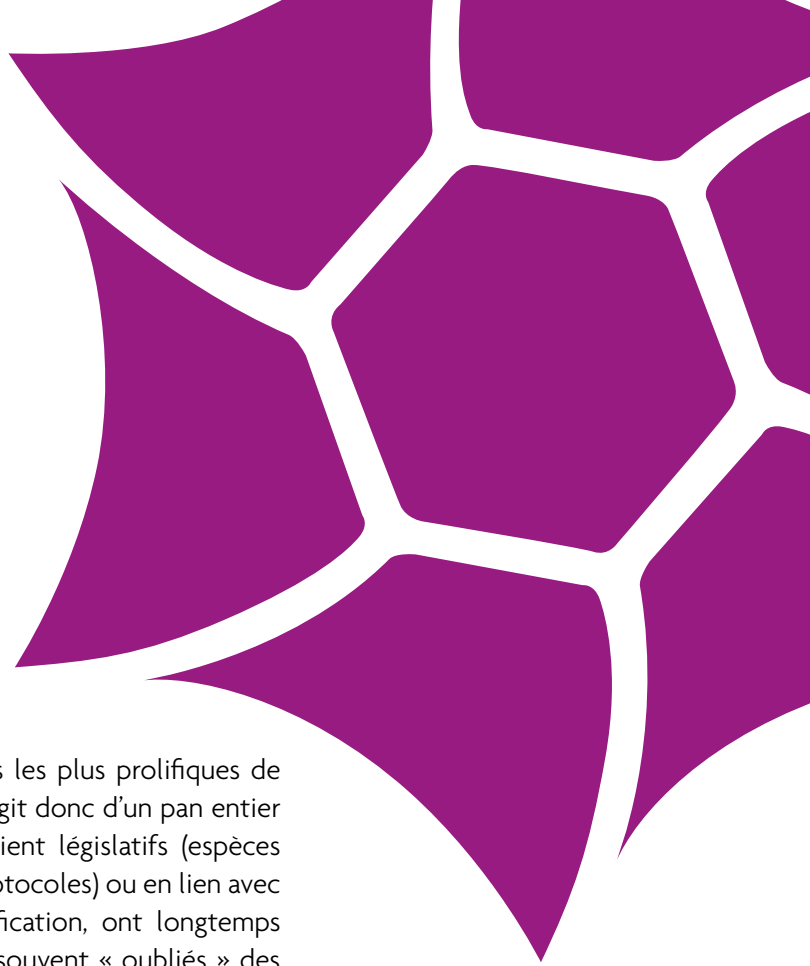
Chapitre 4

Protocoles d'inventaires et de suivis fongiques

1. Aperçu historique sur les inventaires fongiques réalisés en France	85
1.1. Les pionniers	85
1.2. Naissance de la mycologie	86
1.3. L'âge d'or des flores	87
1.4. La période moderne	88
1.5. Perspectives	89
2. Dispositions communes à l'ensemble des études sur la fonge	90
2.1. Statut du foncier et autorisations	90
2.2. Sur le terrain	90
2.3. En laboratoire	92
2.4. Sauvegarde des données	95
3. Méthodes d'inventaire et de suivis fongiques d'un site	98
3.1. Fréquence et récurrence des relevés	98
3.2. Temps et coût des prospections	99
3.3. Protocole général de comparaison synchronique d'habitats ou de mode gestion ou diachronique d'une même zone	100
3.4. Techniques de prospection	102
3.5. Dénombrement des carpophores	104
3.6. Recherche des interactions entre sols, plantes et champignons	105
4. Focus sur l'inventaire de groupes particuliers	105
4.1. Les aphyllophorales	105
4.2. Les champignons coprophiles ou fimicoles	109
4.3. Les micromycètes phytopathogènes	111



Microscope de Narcisse-Théophile Patouillard (1854-1926) © Y. Sellier



Les champignons supérieurs font partie des groupes les plus prolifiques de France avec plus de 23 000 espèces (INPN 2018). Il s'agit donc d'un pan entier de notre biodiversité. Le manque d'outils, qu'ils soient législatifs (espèces protégées), patrimoniaux (listes rouges), pratiques (protocoles) ou en lien avec la gestion (bioindication) et les difficultés d'identification, ont longtemps contribué à ce que les champignons soient le plus souvent « oubliés » des états des lieux des sites naturels.

Ce chapitre vise à présenter aux mycologues et aux gestionnaires d'espaces naturels un aperçu des démarches d'inventaires menées en France, ainsi que les éléments et les outils permettant de réaliser une première phase d'inventaire ou de compléter un inventaire existant. Il contient également des éléments qui permettent de mener un suivi fongique dans l'optique d'en interpréter différents résultats : impacts des modes de gestion, évaluation de l'état de conservation ou de la patrimonialité de la fonge d'un site.

1. Aperçu historique sur les inventaires fongiques réalisés en France

De nombreuses espèces de champignons sont dénombrées en France, mais le chiffre reste provisoire, car de nouveaux taxons sont découverts chaque année sur notre territoire. Parfois, certains ont déjà été signalés chez nos voisins européens ou venant de contrées plus lointaines, mais il peut également s'agir de nouvelles espèces pour la science. Cet inventaire est le fruit de siècles d'observations. Comme le soulignait le naturaliste et philosophe Georges Becker, « Le plus génial des naturalistes, quand il ne ferait que nommer la plus humble des plantes ou le plus banal des insectes est l'héritier ou plutôt l'usufruitier d'un savoir séculaire, qui s'est constitué en dehors de lui et bien avant lui ». Mais si nos connaissances ont pour socle les travaux de nos prédécesseurs, qui étaient donc ces naturalistes ?

1.1. Les pionniers

Alors que la botanique en est à ses balbutiements, reposant sur un savoir né dans l'Antiquité, elle devient une véritable science à partir du XVI^e siècle, avec un développement notable au siècle suivant. Les végétaux sont classés, tout en précisant leurs usages et leurs propriétés médicinales. En France, la plupart des

botanistes sont issus des écoles de médecine, dont Montpellier est le foyer principal. Parmi les médecins-botanistes les plus illustres, citons Mathias de Lobel (1538-1616) et Charles de l'Écluse (1526-1609), tous deux nés dans le nord de la France. Ce dernier, dit « Clusius », est qualifié de « Prince des descripteurs » par ses contemporains botanistes. On lui doit le premier véritable ouvrage consacré aux champignons, le *Fungorum in Pannoniis observatorum brevis Historia*, appendice du *Rariorum Plantarum Historia* (1601). Un peu plus tard, deux frères, d'origine bourguignonne, vont accomplir un travail monumental, à savoir la compilation de toutes les connaissances botaniques du moment. Jean Bauhin (1541-1613), le frère aîné, publie (à titre posthume) son *Historiae universalis plantarum* (1650-1651), contenant la description de 5 226 plantes. Quant à son frère puîné, Gaspard Bauhin (1560-1624), qui vécut surtout à Bâle, il est l'auteur du *Pinax Theatri Botanici* (1623), qui comprend la description de 6 000 végétaux. Les champignons, qui ne se sont pas encore émancipés des plantes, occupent une place modeste, certes, mais prometteuse. Les inventaires régionaux n'en sont qu'à leurs prémices.

En cette fin du XVII^e siècle se distingue un botaniste né à Aix-en-Provence, Joseph Pitton de Tournefort (1656-1708). Dans son ouvrage *Elemens de Botanique* (1694), il propose une nouvelle classification des végétaux basée sur l'examen de la corolle. C'est aussi à cette période qu'apparaissent les premières véritables flores régionales, le *Botanicon Monspeliense* (1686) de Pierre Magnol (1638-1715) — à qui l'on doit la notion de « famille » — et l'*Histoire des Plantes qui naissent aux environs de Paris* (1698) de Tournefort. Les champignons sont encore peu présents dans ces ouvrages. Ils prennent un peu plus d'importance dans le *Botanicon Parisiense* (1727) de Sébastien Vaillant (1669-1722), l'ouvrage du successeur de Tournefort au Jardin du Roi, et dans la flore régionale de Pierre Garidel (1659-1737), l'*Histoire des Plantes, qui naissent aux environs d'Aix et dans plusieurs autres endroits de la Provence* (1715).

L'avènement du « Siècle des Lumières » marque un tournant dans les connaissances botaniques, surtout grâce aux nouvelles classifications proposées successivement par Charles Linné (1707-1778), Michel Adanson (1727-1806) et Antoine-Laurent de Jussieu (1748-1836). Ce siècle est également marqué par la multiplication des explorations scientifiques. Nul besoin pour la plupart des naturalistes de voyager très loin pour inventorier. Plusieurs flores régionales sont ainsi publiées en France, comme celle de Jean Étienne Guettard (1715-1786) *Observations sur les Plantes* (1747) [des environs d'Étampes], la *Flora Monspeliaca* (1765) du très linnéen Antoine Gouan (1733-1821), l'*Histoire naturelle des Plantes de Dauphiné* (1786-1788) de Dominique Villars (1745-1814), la *Description des plantes des environs de Montauban* (1789) de Jean-Pierre Gaterau (1763-1794) ou la *Florae Nannetensis Prodrromus* (1785) de François Bonamy (1710-1786), considérée comme la première flore bretonne. Déjà auteur d'une *Flora Parisiensis* (1776-1780), Pierre Bulliard (1752-1793) va bientôt donner une œuvre majeure pour la connaissance fongique, l'*Herbier de la France* (1780-1793), réservant une partie très importante aux champignons dans son *Histoire des Champignons de la France* (1791), avec la création de nombreuses espèces nouvelles. Dès lors, la mycologie émerge véritablement.

1.2. Naissance de la mycologie

Avec les travaux de Bulliard et ceux de Jean-Jacques Paulet (1740-1826), l'auteur du *Traité des Champignons* (1793), la mycologie en France a gagné ses galons. D'autres botanistes vont bientôt s'engouffrer dans cette nouvelle brèche et participer à l'inventaire mycologique national, tel le Suisse Augustin-Pyrame de Candolle (1778-1841), le continuateur de la *Flore française* de J. B. A. M. de Lamarck (1744-1829). On lui doit de nombreuses espèces nouvelles

de champignons dans la troisième édition de cet ouvrage (1815). Les travaux du Hollandais Christiaan Hendrik Persoon (1761-1836) — qui vécut surtout en France — et ceux du Suédois Elias Fries (1794-1878) donnent une impulsion extraordinaire aux recherches mycologiques. Correspondant de ces deux « pères de la mycologie », Jean-Baptiste Mougeot (Figure 108) (1776-1856) explore sa région natale, les Vosges, et propose bientôt un inventaire régional sous la forme de cryptogames séchés réunis en centuries, les *Stirpes Cryptogamae Vogeso-Rhenanae* (1810-1861). Parallèlement, Jean-Baptiste-Henri-Joseph Desmazières (Figure 107) (1786-1862) décrit les cryptogames de sa région à partir de 1825, dans ses *Plantes cryptogames du Nord de la France*. Cette publication se poursuit par deux autres séries, *Plantes cryptogames de France*, où sont présentes des espèces venant de la France entière.

Les champignons prennent une place de plus en plus importante dans les flores régionales, comme dans la *Flore agenaise* (1821) de Saint-Amans (1748-1831), un correspondant de Bulliard, dans l'*Essai sur la flore du département de Maine-et-Loire* (1809) de Bastard, dans la *Flore Bordelaise* (1811 et éditions successives) de Laterrade (1784-1858), dans la *Flore lyonnaise* (1827-1828) de Balbis, dans la *Flore générale des environs de Paris* de Chevallier (1796-1840), ou celle des frères Crouan, la *Florule du Finistère* (1867). C'est également durant cette période que sont publiées des flores uniquement dédiées aux champignons, comme le *Traité des Champignons comestibles, suspects et vénéneux qui croissent dans le bassin sous-pyrénéen* (1838) de Noulet (1802-1890) et Dassier (1805-1863), ou un peu plus tard l'*Essai d'une Flore mycologique de la région de Montpellier et du Gard* (1863) de Jules de Seynes (1833-1912).

Toutes ces publications reflètent le regain d'activité des sociétés savantes, un mouvement débuté à la fin du XVIII^e siècle et qui va progressivement s'amplifier avec d'abord la création de sociétés linnéennes (Paris, Lyon, Caen, Bordeaux...), puis celles de nombreuses sociétés naturalistes dans la plupart des départements de France dans la deuxième moitié du XIX^e siècle. On arrive alors à une explosion des inventaires.

1.3. L'âge d'or des flores

Certaines régions deviennent très actives, comme la Normandie, les Pays de Loire, le Lyonnais, la Région parisienne et les régions de l'Est. Alors que les mycologues référents en ce milieu du XIX^e siècle résident en région parisienne, Camille Montagne (1784-1866), du Muséum d'Histoire naturelle de Paris, et Jean-Henri Léveillé (1796-1870), de Montmorency, deux autres figures vont bientôt leur succéder dans la notoriété, Emile Boudier (1828-1920), lui-même de Montmorency, et le franc-comtois Lucien Quélet (1832-1899), disciple de Fries, auteur d'un ouvrage qui sera la référence durant de nombreuses années, les *Champignons du Jura et des Vosges* (1872-1901). Il n'est d'ailleurs pas surprenant que ces deux personnages, animés par la même fougue, s'allient pour fonder la Société mycologique de France en 1884, rejoints par d'autres figures incontournables



Figure 107 : Jean-Baptiste Desmazières
© P. Hériveau

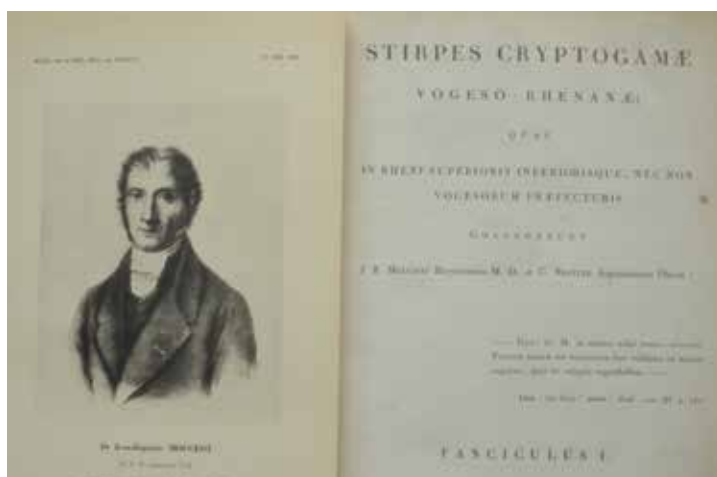


Figure 108 : Dr. Jean-Baptiste Mougeot
© P. Hériveau

pour l'histoire de la mycologie française : Narcisse Patouillard (1854-1926), futur grand systématicien, Casimir Gillet (1806-1896), l'auteur d'une volumineuse iconographie, *Les Hyménomycètes ou Description de tous les champignons (Fungi) qui croissent en France* (1874-1898), ou encore Jean-Baptiste Barla (1817-1896), l'auteur de *Champignons de la Province de Nice et principalement les espèces comestibles, suspectes ou vénéneuses* (1859) et de *Champignons des Alpes-Maritimes* (1888-1892). On pourra ajouter à cette liste Casimir Roumeguère (1828-1896), l'auteur de la *Flore mycologique du département du Tarn-et-Garonne — Agaricinées*, publiée en 1879, l'année où il fonde la première revue mondiale dédiée essentiellement aux champignons, la *Revue mycologique* (1879-1906).

Les sociétés naturalistes deviennent un formidable vivier de mycologues. Nombreuses sont celles qui accueillent dans leur bulletin des inventaires locaux. Ainsi, peu de départements échappent à la curiosité des naturalistes versés dans l'étude des champignons. À titre d'exemple, on peut citer les inventaires réalisés dans les Deux-Sèvres par Grelet (1900), en Saône-et-Loire par Gillot et Lucand (1889-1891), en Charente-Inférieure par Bernard (1882), dans le Tarn par Bel (1889), en Loire-Inférieure par Menier (1899), dans le Vaucluse par Reguis (1886), dans l'Aube par Briard (1887-1888), etc. Le bulletin de la Société mycologique de France accueille naturellement de nombreux articles dans ce domaine. De cette période faste émergent des noms qui vont s'illustrer dans l'histoire de la mycologie française, tels Peltureau (1842-1928), Dumée (1849-1930), à qui l'on doit une revue mycologique grand public *L'Amateur de Champignons* (1908-1926), Hariot, Maublanc,.... et René Maire (1878-1949), figure incontournable qui va marquer durablement la mycologie du XX^e siècle par ses vastes connaissances dans tous les domaines de la systématique et sa méthode descriptive. Ce puissant élan va cependant s'interrompre avec la Grande Guerre.

1.4. La période moderne

Après-guerre, les activités mycologiques reprennent, avec l'entrée en scène de nouveaux mycologues. Certains vont devenir le flambeau de l'« École française », par leurs travaux en systématique particulièrement. On peut citer Roger Heim (1900-1979) du Muséum national d'Histoire naturelle, disciple de Patouillard, fondateur de la *Revue de Mycologie* (1936-1979), et spécialiste dans de nombreux domaines (flore mycologique tropicale, ethnomycologie, etc.), Robert Kuhner (1903-1996), de la faculté des Sciences de Lyon, théoricien de la classification des Agaricales, Henri Romagnesi (1912-1999), lui aussi grand spécialiste des Agaricales, qui va collaborer avec Kuhner et offrir ce monument qu'est la *Flore analytique des Champignons supérieurs* (1953), longtemps le bréviaire des mycologues français, et même européens. On pourra aussi ajouter Marcel Josserand, Georges Malençon, l'abbé Bourdot, le grand spécialiste des Aphyllophorales. Les inventaires se poursuivent dans toutes les régions, comme avec Corbière dans la Manche, Dupain et Grelet dans les Deux-Sèvres, Bataille dans le Doubs, Beauseigneur dans les Landes, et bien d'autres qu'il serait trop long de citer.

Initiée par Augustin-Pyrame de Candolle et par Alexander von Humboldt (1769-1859), théorisée par Alphonse de Candolle (1806-1896), la géographie botanique s'immisce insensiblement dans les travaux mycologiques. En France, Charles Flahaut (1852-1935) en est l'un des ardents promoteurs. Bientôt il en résulte des listes de champignons liés aux végétaux, surtout des Micromycètes. Les inventaires s'enrichissent de données de spécialistes dans ce domaine, tels André Maublanc (1880-1958), Antoine Magnin (1848-1926), André-Lucien Guyot (1901-1987) pour les Urédinées, Jean Dufrenoy (1894-1972), et plus près

de nous Georges Viennot-Bourgin (1906-1986), Georges Chevassut (1923-2003) et Guy Durrieu (1931-2016). On commence à s'intéresser à la flore mycologique de zones géographiques particulières, telle la zone alpine, avec les travaux de Kuhner et son élève Denise Lamoure (1928-2012), relayés par ceux de Marcel Bon (1925-2014), grande figure de la mycologie française de cette deuxième moitié du XX^e siècle. Ce mycologue, dont la plupart des mycologues français actuels peuvent se considérer comme disciples, imprime sa marque par sa thèse *Flore héliophile des Macromycètes de la zone maritime picarde* (1969), laquelle est suivie par de nombreux travaux, dont la plupart sont diffusés dans les *Documents Mycologiques*, une revue qu'il a fondée en 1971. Publié en 1973 dans cet organe, son essai intitulé « Unités supérieures de végétations et récoltes mycologiques » élabore les bases d'une « mycosociologie », à l'image du travail sur les plantes entrepris par son ami Jean-Marie Géhu (1930-2014), chantre de la phytosociologie. Auparavant, une autre thèse avait également marqué les esprits par son approche environnementale, celle de Georges Becker (1905-1994) intitulée *Observations sur l'Écologie des Champignons Supérieurs* (1953).

1.5. Perspectives

Élève de Marcel Bon, Régis Courtecuisse lance en 1990-1991, sous le parrainage de la Société mycologique de France, le *Programme national d'inventaire et de cartographie des mycota français*. Il émane de ce programme un *Référentiel taxinomique national des champignons*, défini comme « une liste aussi précise, exhaustive et actualisée que possible des espèces présentes » sur le territoire français (*La Lettre de la SMF*, 2004), travail énorme impliquant des mises au point taxinomiques et nomenclaturales. Près de trente ans plus tard, il en résulte un outil, la *Base Mycologique Nationale* gérée par ADONIF [Association pour le développement d'outils naturalistes et informatiques], projet interactif qui regroupe FongiBase (la base de l'inventaire national), FongiRef (le référentiel mycologique) et FongiDoc (la base bibliographique). On notera également des initiatives régionales qui enrichissent l'inventaire national, comme la base de données du *Conservatoire botanique national des Pyrénées et Midi-Pyrénées* [responsable Gilles Corriol], celle de *MycoflAURA*, initiés par la Fédération mycologique et botanique de Dauphiné-Savoie (responsable Nicolas Van Vooren) ou la BDN, la base de données naturaliste de l'ONF. Corréliées à ces bases de données, des listes rouges de champignons ont déjà été publiées dans certaines régions (Haute-Normandie, Alsace, Franche-Comté, Pays-de-Loire, etc.). Adoptant une nouvelle méthodologie, d'autres listes régionales sont en projet, avec une liste rouge nationale en perspective.

À l'approche du XXI^e siècle, les consciences s'éveillent de plus en plus à la protection de l'environnement. Sociétés naturalistes et organismes d'État en charge de cette protection sont amenés à collaborer. Les mycologues deviennent des acteurs incontournables. Ainsi, en 1992, à l'initiative de l'ONF est mis en place, le programme RENECOFOR (Réseau national de suivi à long terme des écosystèmes forestiers) destiné à mesurer l'incidence des activités humaines, industrielles ou agricoles sur la forêt française. Par l'intermédiaire de l'*Observatoire mycologique* (association dont l'objet est l'étude des interrelations entre les cryptogames et leur environnement), les mycologues s'impliquent dès 1995 dans cette étude pluridisciplinaire, prévue à l'origine pour durer 30 ans. Autre initiative, Pierre-Arthur Moreau lance en 2003 le projet « Aulnaies », destiné à inventorier les champignons de ce milieu particulièrement sensible aux atteintes environnementales. Les champignons sont en effet des bio-indicateurs plus pertinents que les végétaux ou les animaux pour mesurer l'état de santé de ce biotope. Autre exemple dans lequel les champignons servent d'outil de

gestion patrimoniale, on s'est aperçu que la présence de « Clavares, Hygrocybes, Entolomes, Géoglosses, Dermolomes » dans les pelouses et prairies maigres permettait de mesurer leur intérêt patrimonial (Y. Sellier *et coll.* 2015).

Il paraît désormais incontournable de tenir compte de la fonge, partie intégrante de la biodiversité, dans la politique de protection patrimoniale et de définition des sites sensibles, nécessitant potentiellement des mesures conservatoires. Les mycologues nouent de plus en plus des partenariats locaux d'inventaires de la fonge, un phénomène qui devrait s'amplifier dans un proche avenir.

2. Dispositions communes à l'ensemble des études sur la fonge

Le fondement d'une démarche d'inventaire ou de suivi se base sur un partenariat établi avec une société mycologique partenaire ou des mycologues indépendants. Le chapitre 2 est entièrement dédié à cette question et à celle de l'autoformation à la mycologie.

Il sera simplement rappelé que l'identification des organismes repose sur leurs carpophores. Ces dernières sont souvent présentes pour une durée courte, voire extrêmement courte (quelques semaines à quelques heures) et se trouvent dans une diversité de niches et de microniches écologiques importantes.

2.1. Statut du foncier et autorisations

La détermination des champignons nécessite dans la majorité des cas le prélèvement du carpophore, voire d'une partie du support. Il faut donc s'assurer d'avoir l'autorisation de pénétrer sur le site et de prélever des échantillons. Pour rappel, il n'existe pas pour l'instant d'espèces de champignons protégées, il n'y a donc pas de fiche CERFA à remplir pour les demandes d'autorisation. Il existe localement des listes rouges régionales qui sont, rappelons-le, seulement le reflet d'un statut de menace d'une espèce ou de son risque d'extinction (liste rouge UICN). Ceci ne les protège en rien de la cueillette. En revanche, certains arrêtés ou décrets d'espaces protégés prévoient l'interdiction de cueillir des végétaux (ou des champignons). Il existe dans les forêts domaniales des quantités limites (poids) de champignons à prélever. Il conviendra de présenter les démarches d'inventaires dans les différents conseils scientifiques des espaces protégés et d'obtenir les accords nécessaires. Pour toutes les raisons précitées, il est indispensable de donner aux prospecteurs un ordre de mission justifiant de leur activité et de prévenir les services de police présents sur le site afin d'éviter tout malentendu. Le prélèvement des carpophores ne semble pas avoir d'effet sur les organismes eux-mêmes, cela revient à prélever une pomme sur un pommier. Les abondances sont surtout fonction de la température et des précipitations, en revanche le piétinement lié au ramassage semble influencer sur certaines espèces (Straatsma *et coll.* 2001, Egli et Ayer 1997).

2.2. Sur le terrain

2.2.1. Petit matériel

Les prospecteurs devront disposer de différents équipements :

- une loupe de terrain $\times 8$ à $\times 12$;
- des réactifs de terrain usuels (teinture de gaïac, sulfate de fer...) ;
- un outil pour déterrer le champignon ou l'enlever du support : un couteau et une petite scie ou encore une hachette. Ces derniers sont notamment utilisés pour étudier les champignons poussant sur bois mort ;

- un calepin, une fiche terrain et un crayon pour noter l'ensemble des espèces faciles à identifier et ne demandant pas de confirmation particulière, ainsi que les métadonnées de chaque relevé ou zone prospectée ;
- un dictaphone permettant de prendre en note rapidement différents éléments comme l'écologie des espèces, le support... ;
- un petit papier type papier collant (selon conditionnement) pour noter certains éléments sur le frais : couleur, goût, arôme, habitat, espèce hôte, espèce hygrophane (ces éléments peuvent aussi être inscrits sur la fiche de relevés) (annexe 10) ;
- un équipement permettant le prélèvement d'échantillons (cf. Figure 109 et partie ci-après).



Figure 109 : Petite scie à main permettant le prélèvement de branches ou morceaux de bois © Y. Sellier

2.2.2. Photographies

Il est vivement recommandé de photographier les champignons les plus emblématiques ou ceux qui s'annoncent plus difficiles à déterminer. Cela a deux objectifs : réaliser un document de synthèse des résultats (habitats, espèces) et faciliter les déterminations ultérieures sur matériel frais ou sec. Pour ce dernier objectif, il est nécessaire de réaliser une série de photos des éléments caractéristiques (critères aidant à la détermination) du groupe du spécimen (exemple : insertion de l'hyménium, marge du chapeau, type d'anneau...). Si les photos ne peuvent être réalisées sur le terrain, elles peuvent l'être au laboratoire. Il n'est pas du tout recommandé de pratiquer ces photos au flash, mais plutôt en lumière naturelle, dans tous les cas avec une balance des blancs réglée de manière à obtenir un rendu des couleurs le plus proche possible de la réalité.

2.2.3. Prélèvement et conditionnement des récoltes

Les prélèvements réalisés se cantonneront au strict minimum permettant l'identification des espèces rencontrées. Toutefois, il sera nécessaire de prélever la totalité des carpophores (base du pied compris) avec un couteau, et ce aux différents stades de développement du champignon pour assurer la détermination ultérieure. En effet, plusieurs critères de détermination peuvent être situés à la base du carpophore : volve, rhizoïde ou rhizomorphe, sclérote, espèce parasitée (insectes, plantes, champignons).

Les spécimens devront être manipulés le moins possible afin d'éviter de perturber la perception ultérieure de certains critères (pruine sur le pied par exemple). Il est aussi recommandé de sentir sur le frais les échantillons, car en fonction de l'état du champignon et de sa conservation les arômes peuvent s'estomper ou se modifier.

Un bon matériel de conditionnement est indispensable, car de nombreuses espèces (notamment les vieux sujets, ou les espèces frêles) ne sont plus identifiables au « laboratoire » en cas de conditionnement inadapté (individus détruits, déshydratés, mélangés).

Il est important de bien étiqueter les récoltes ou les ensembles de récoltes d'un même lieu. En effet, ceci est primordial pour saisir correctement la donnée dans une base, mais aussi lorsqu'une espèce fongique semblant intéressante est déterminée (ou non) au laboratoire. Il est parfois nécessaire de retourner sur le terrain pour prélever un nouvel échantillon ou des sporophores plus matures, de façon à confirmer la détermination. De même, il est primordial de noter sur le terrain les espèces végétales sur ou sous lesquelles a poussé le champignon. C'est une indication écologique souvent déterminante, notamment pour les champignons saprophytes lignicoles et les mycorhiziens.

Selon les groupes ou les habitudes des mycologues, les échantillons pourront être déposés dans différents conditionnements :

- une boîte de pêche ou de bricolage dont on a numéroté les cases ;
- une papillote en aluminium ou en papier (journal, enveloppe) permettant d'annoter dessus au marqueur le nom du site (Figure 111) ;
- des enveloppes ;
- toute autre boîte peut aussi avoir son utilité pour les petites à très petites espèces (Figure 110) ;
- pour les espèces déliquescentes ou à dégradation rapide, une glacière peut être utile, notamment pour le transport en véhicule.

Il est important d'individualiser chaque récolte, notamment dans l'objectif de constitution d'un herbier mycologique ou pour éviter les contaminations compliquant les identifications.

À moins de travailler en équipe de déterminateurs, on veillera à ne pas récolter trop d'échantillons qui ne pourront être étudiés avant qu'ils ne se détériorent. Il vaut mieux faire plusieurs séances de relevés espacées par le temps des déterminations qu'un seul relevé avec beaucoup d'espèces. Il est recommandé de stocker les échantillons emballés dans un frigo pour limiter leur dégradation.



Figure 110 : Boîte de pêche transformée pour les inventaires fongiques © Y. Sellier

2.2.4. Temps de prospection

En fonction de la diversité de la fonge, mais aussi de l'habitat, on peut considérer qu'un mycologue peut prospecter entre 0,5 et 2 ha par demi-journée. Cela peut varier en fonction du champ d'investigation (micro ou macrochampignons) et de la technique de prospection.

Le temps de prospection peut aussi être un choix méthodologique lors de l'échantillonnage sur une surface donnée (cf. chapitre sur les protocoles).

2.3. En laboratoire

2.3.1. Détermination

Les déterminations demandent un temps variable en fonction de l'expérience des mycologues, du matériel à disposition (optique, bibliographie) et des groupes d'espèces examinés. Il est très courant de passer une, deux, voire trois fois plus le temps à déterminer des échantillons prélevés que de temps passé sur le terrain pour la récolte. En conséquence, le temps de détermination doit être un temps prévu intégrant l'évaluation du protocole à mettre en place. Le champ taxinomique étant très vaste, un mycologue ne peut être spécialiste de toute la diversité fongique. Le fonctionnement en équipe est donc un plus pour la mise en place d'études, car il favorise la complémentarité des compétences et donc des déterminations.

Les déterminations devront se dérouler à l'aide d'un matériel adapté : microscope, réactifs macro et microchimiques et ouvrages de référence cités précédemment (cf. chapitre 1). Les examens devront concerner les éléments spécifiques à chaque groupe taxinomique étudié.

Le gestionnaire demandeur d'une étude auprès de mycologues doit comprendre que les déterminations ne seront pas obligatoirement possibles pour chacune des récoltes. Passer d'un genre à un autre en mycologie peut revenir à passer des orthoptères aux libellules en entomologie. Au-delà des critères spécifiques à chaque groupe, la littérature est de qualité parfois très inégale. Certains groupes peuvent être encore embrouillés ou contenir plusieurs espèces qui restent encore inconnues de la science.



Figure 111 : Panier et échantillons fongiques isolés et identifiés par lieu de récolte © Y. Sellier

2.3.2. Réalisation d'une sporée

La réalisation d'une sporée de champignon est souvent un point essentiel de la détermination d'une espèce, en particulier pour certains groupes comme les corticiés (Duhem 2010). Cela consiste à maintenir temporairement le carpophore dans des conditions lui permettant d'émettre des spores en quantité suffisante pour l'examiner (Figures 112 à 114). Concrètement, il existe diverses méthodes, l'objectif est de poser tout ou partie d'un carpophore de champignon mature sur une feuille ou une lame de verre et de maintenir ce carpophore avec une humidité suffisante (pose d'un couvercle ou autre dispositif) et suffisamment longtemps pour que les spores se déposent sur le papier ou la lame.



Figure 112 : Agaric présentant différents stades de maturité © Y. Sellier

Ce travail va permettre de s'assurer de la couleur des spores en masse, de disposer de spores matures à examiner, ou encore d'établir une collection de sporées.

- Couleur de la sporée : cet élément est fondamental pour les premières orientations des déterminations. En effet, la distinction des grands groupes passe par l'observation des spores en masse. Ces dernières sont parfois observables sur le terrain sur les chapeaux de champignons empilés les uns sur les autres, les feuilles au sol sous les carpophores, ou le pied de ces derniers. On distingue selon les groupes, des sporées blanches, crème, jaunes, roses, brunes, rouille, chocolat, violacées, noires... Ces éléments, couplés avec d'autres éléments morphologiques, mènent rapidement vers des groupes ou des genres.
- Examen des spores matures : lors de l'examen microscopique d'une espèce, l'analyse doit toujours avoir lieu sur des spores matures permettant de s'assurer que les tailles mesurées et les ornementsations sont bien représentatives de l'espèce examinée. Les sporées sont souvent réalisées directement sur des lames en verre pour permettre une comparaison facile avec des référentiels de couleur (superposition de la lame transparente à l'imprimé du référentiel coloré).



Figure 113 : Sporulation de l'agaric en cours avec une boîte par dessus pour maintenir l'humidité © Y. Sellier

2.3.3. Conservation d'échantillons en herbier

Un herbier est une collection de plantes mortes ou représentées. Il peut être formé de trois manières :

- avec des spécimens vrais : séchés ou mis dans un milieu conservateur (alcool par exemple) ;
- avec des spécimens reconstitués : en plâtre ou résines synthétiques ;
- avec des spécimens représentés : dessins, aquarelles ou photos.



Figure 114 : Résultat final de la sporée © Y. Sellier

Cette partie concerne les herbiers constitués à partir d'échantillons vrais séchés (Deconchat 2010). Un échantillon sec est appelé *exsiccatum*, au pluriel *exsiccatus* (en latin, *exsiccatum* et *exsiccata*). Les mycologues, qui parlent souvent entre eux en abrégé, diront « exsic ». Dans la bibliographie ou même sur Internet, il existe très peu d'informations sur la réalisation d'un herbier mycologique. Certains parlent de mycothèque. Il est vrai que les champignons contiennent beaucoup d'eau et qu'ils deviennent méconnaissables et peu esthétiques une fois secs.

Pourquoi réaliser un herbier de champignons ?

Les raisons sont multiples :

- pour conserver les échantillons qui n'ont pas pu être déterminés ;
- pour avoir des preuves des récoltes (indispensables lors d'inventaires ou d'études) ;

- pour faire des comparaisons avec d'autres récoltes ;
- pour échanger, communiquer des récoltes,
- pour assurer la redétermination de champignons lorsqu'une espèce vient à être scindée en plusieurs espèces.

Tout comme une collection d'insectes, un herbier est un outil. Il faut s'en servir comme de toute autre documentation pour aider à identifier et à comparer les collectes. Il pourra servir pour mieux connaître la fonge locale et parfois la compléter *a posteriori*.

Ainsi, un bolet a pu être identifié plusieurs années après sa récolte quand Guy Redeuilh a décrit le Bolet chauve (*Boletus depilatus*) (Redeuilh 1986).

La science mycologique évoluant très rapidement, en décrivant des espèces parfois au sein même d'espèces déjà connues, qui s'avèrent donc « collectives », le mycologue pourra reprendre ses *exsiccata* déjà identifiés ou non pour les vérifier. De belles découvertes sont régulièrement faites dans les grands herbiers conservés dans des muséums.

Si les spécimens d'herbier ont été bien séchés et conservés, des études d'ADN pourront être réalisées (cf. chapitre 1 partie 8.3).

Quoi mettre en herbier ?

Dans le cadre d'une étude ou d'un inventaire, un échantillon *a minima* de chaque espèce récoltée doit être conservé. Toute forme, variation, écologie différente devra aussi faire l'objet d'une mise en herbier. À défaut, par manque de temps ou de place, on s'attachera à faire des *exsiccata* d'espèces peu fréquentes, nouvelles pour une zone géographique, trouvées en des lieux inhabituels, ou encore non identifiées.

Les prélèvements

Dans la mesure du possible des spécimens matures, en bon état et entiers doivent être récoltés. Parfois un peu du support (micromycètes, corticiées...) doit également être prélevé. Chaque spécimen est à conserver dans une boîte, un tube, une papillote de papier ou de film d'aluminium... (cf. chapitre 4 partie 2.2.3) afin qu'il ne soit pas contaminé par d'autres champignons.

Pour les petites espèces, plusieurs carpophores provenant de la même touffe, du même groupe doivent être prélevés. Si ces carpophores peuvent appartenir à des mycéliums différents, il est préférable de séparer les échantillons.

Le séchage

Avant de les mettre à sécher, au retour ou le plus rapidement possible, les échantillons doivent être l'objet d'un examen plus approfondi : description macroscopique et microscopique, réactifs chimiques... (cf. chapitre 4 partie 2.2.3).

Pour un meilleur séchage, les gros spécimens doivent être découpés en tranches. Il suffit parfois de séparer le pied du chapeau. En tranchant, il est important de sélectionner un maximum de zones du champignon (cuticule, chair, hyménium...) sur chaque morceau. De plus, le fractionnement est souvent plus aisé sur le frais et il permet de transmettre facilement des morceaux de l'échantillon à d'autres mycologues pour avoir, si besoin, une confirmation d'identification. Il est donc important de prélever une quantité suffisante de champignons.

Sur le séchoir (dessiccateur à fruits du commerce par exemple), il faut prendre garde à bien séparer les échantillons, le mieux étant de les faire sécher successivement en nettoyant l'appareil entre chaque séance pour éviter les transferts massifs de spores qui seraient préjudiciables dans le cas d'études génétiques ultérieures. Au besoin, mettre des étiquettes. La chaleur douce d'un four (60 °C) ou d'un radiateur peut également être utilisée, ou encore celle d'une lampe, concentrée par un entonnoir de papier. La durée de séchage va de quelques heures à plusieurs jours.

Attention : certaines espèces toxiques libèrent des substances toxiques volatiles.

L'étiquetage

Les *exsiccata* seront ensuite mis dans des pochettes ou des boîtes avec une étiquette portant obligatoirement une référence (par ex. la même que celle de votre fiche descriptive). Cette étiquette, si elle est seule, devra comporter la date, le lieu de récolte, les protagonistes de la récolte et de l'identification, des informations sur l'habitat et l'espèce hôte (Annexe 9). Si l'identification a été faite, on mentionnera le nom trouvé. Dans la mesure du possible, ajouter la fiche descriptive et les photos réalisées ou leurs références.

Le stockage

L'herbier a deux ennemis : l'humidité et les insectes ravageurs de collections. Pour ces derniers de l'insecticide peut être mis dans les pochettes. Pour l'humidité, l'herbier doit être stocké dans un lieu très sec. Ne pas oublier de surveiller régulièrement et de renouveler l'insecticide. L'utilisation de sels déshydratants est aussi conseillée. Après séchage, les échantillons peuvent être laissés 1 mois dans un congélateur domestique à -22°C en les isolant de la condensation (sac plastique hermétique). L'ensemble peut être stocké dans des casiers, des armoires, etc. Il est préférable de ne pas exposer les échantillons à la lumière.

2.4. Sauvegarde des données

La sauvegarde des données mycologiques produites sur le terrain n'est pas encore mise en œuvre dans toutes les associations mycologiques. Elle est cependant effective ou en cours de mise en place par les conservatoires botaniques dans certaines régions, ceci étant en marge des compétences floristiques. Le réflexe de conservation de l'ensemble des données, et pas seulement des espèces dites « intéressantes », doit être généralisé. Dans le cadre d'études ou de suivis, cette sauvegarde est l'élément fondamental permettant l'exploitation des résultats.

2.4.1. ADONIF : Association de développement d'outils numériques et informatiques, Adonif regroupe plusieurs pôles d'information et de travail sur la fonge au niveau national



Fongifrance (base mycologique nationale) : <http://fongi.adonif.fr/>

Son but est de permettre la consultation, sur un seul portail, d'un maximum d'informations sur les champignons en France (Boury *et coll.* 2018). Des regroupements régionaux existent déjà, par le Conservatoire botanique national des Pyrénées et de Midi-Pyrénées, de Franche-Comté ou par MycoflAURA par exemple. Mais des projets à portée nationale, tels que le

Référentiel national ou la Liste rouge nationale, demandent l'accès à toutes les données du territoire français. C'est cette base qui rend possibles des études sur l'ensemble du territoire, sans devoir chercher et recouper les données dispersées dans des bases locales, lorsqu'elles existent.



Fongibase : <http://fongi.adonif.fr/>

Cette interface permet en mode connecté de saisir vos observations et de consulter les informations géographiques avec une précision maximale. Le portail cartographique permet de visualiser et de saisir vos données sur carte.



Fongiref : <http://fongiref.adonif.fr/>

Cette interface présente le référentiel taxinomique qui est la base de correspondance entre les différents synonymes d'un taxon.

Deux volets du Référentiel mycologique national sont consultables en ligne :

- la recherche des noms d'espèces et de leurs synonymes ;
- la consultation de la systématique, du règne jusqu'au genre.

En mycologie, comme dans toutes les sciences naturelles, le progrès continu des connaissances et la découverte d'espèces nouvelles (ou supposées telles) conduisent à modifier le référentiel en permanence, pour tenir compte de ces avancées. La systématique, ou classification des taxons évolue au même rythme. Cette interface permet de se renseigner sur les dernières mises à jour.



Fongidoc : <http://fongidoc.adonif.fr/>

Cette interface permet de rechercher en ligne les références bibliographiques par espèce ou par publication. Cet outil permet par exemple de retrouver les noms des ouvrages où est citée une espèce et le numéro de la page où elle figure.

2.4.2. BDN, l'outil de l'ONF pour la gestion des observations naturalistes :



L'ONF développe un outil interne au service de la gestion des données naturalistes appelé BDN (Base de Données Naturalistes). Il permet la saisie d'observations par les personnels de terrain (application sur les téléphones portables), tout comme l'archivage des données récoltées dans le cadre d'inventaires ou issues de collaboration avec des partenaires.

Actuellement, cette base de données regroupe 4,3 millions d'observations géoréférencées (dont 38 % d'observations à enjeux) pour l'ensemble des disciplines naturalistes. Pour la fonge, cela représente 43 000 données, principalement dans le groupe des champignons lignicoles.

Tous les ans, les données publiques collectées par l'ONF alimentent le SINP par versement à l'INPN (données de présences à la maille). L'ONF est le premier contributeur institutionnel de données naturalistes.

Validation des données :

Les données sont contrôlées par des experts des réseaux naturalistes de l'ONF.

Qualification des données :

- le projet détermine le propriétaire (public/privé),
- les statuts de protection sont automatiquement identifiés,
- la sensibilité des données est déterminée au niveau national,
- une observation particulière peut être identifiée comme menacée par l'observateur,
- des données « courantes » et des données « expertes »,
- toutes disciplines naturalistes confondues, 40 protocoles d'observation intégrés, du plus simple au plus spécialisé (fonge, faune, flore, habitats),
- proposition dynamique de critères descriptifs en fonction des protocoles,
- modifications et ajouts des protocoles ou des critères par l'administrateur,
- BDN est accessible uniquement aux agents de l'ONF.

Référentiels utilisés en 2020 :

- TAXREF (V13),
- fonds IGN (ortho et cartes depuis API Geoportail),
- zonages environnementaux (source INPN),
- référentiels métiers internes (forêts, parcelles).

2.4.3. Les éléments fondamentaux de la sauvegarde des données mycologiques :

Un référentiel :

L'ensemble des données sont à numériser avec le référentiel national TAXREF en cours d'amélioration constante par ADONIF et le MNHN.

<https://inpn.mnhn.fr/programme/referentiel-taxonomique-taxref>

Dans le cas de taxons non présents dans ce référentiel, ou sur l'interface de Fongiref, la détermination de la filiation et l'existence du taxon peuvent être vérifiées via le site de Mycobank :

<http://mycobank.org/>

Pour la création de taxons inexistants dans le référentiel, des démarches sont possibles dans SERENA de manière autonome (si présence dans le Global Name Index) ou sont à demander au support de SERENA (serena-rnf@orange.fr).

En vue de l'amélioration continue du référentiel, des éléments peuvent être envoyés par courriel auprès de l'équipe d'ADONIF pour une prise en compte dans les versions ultérieures de TAXREF.

<http://fongiref.adonif.fr/>

Les informations élémentaires des données mycologiques :

La numérisation des données mycologiques présente certaines particularités, au-delà des données conventionnellement saisies comportant *a minima* une date, un taxon, un observateur et un lieu. En effet, certains éléments sont spécifiques à la mycologie et tous ces champs sont présents dans SERENA :

- **un milieu** : code habitat d'un habitat naturel ou semi-naturel. Ceci permettra à terme de préciser l'écologie des espèces mal connues ;
- **un support** : sol, tige, feuille... nombre d'espèces sont spécifiques d'un support. Des gains de connaissance substantiels restent à réaliser sur les traits de vie de certaines espèces ;
- **espèce support** : faune, flore, fonge, protiste, SERENA permet de saisir toutes les espèces du référentiel. De même que pour les deux premiers éléments, les traits de vie de nombreuses espèces sont à compléter ;

- **incertitude détermination** : cette science étant complexe, dans certains cas sont précisés les doutes liés à une identification ;
- **exsiccata** : élément abordé précédemment, le numéro de référence de l'échantillon mis en herbier est référencé dans la donnée ;
- **bibliographie usitée** : la bibliographie est foisonnante et la capacité à déterminer une espèce dépend parfois de la documentation à jour sur un groupe donné. La précision de la bibliographie usitée est donc importante dans les phases de vérification des données ;
- **légataire** : on précise souvent la personne ayant légué le champignon au déterminateur lorsqu'elle ne peut assurer la détermination elle-même ;
- **confirmateur** : cette personne (source dans SERENA) correspond conventionnellement au validateur de la donnée, en général un spécialiste du groupe concerné par la détermination. Son nom est précisé, car la personne réalisant une confirmation mène parfois une nouvelle expertise.

Plusieurs autres éléments mineurs ont été adaptés dans SERENA pour permettre la saisie la plus précise possible des données (photos, phénologie, statut biologique, position verticale, diamètre du support, biomasse en gramme...).

Il est enfin important de préciser que la localisation des données mycologiques revêt une importance majeure selon le niveau d'analyse qui aura lieu par la suite. Si le lieu-dit semble être la précision minimum, la localisation à la parcelle ou mieux encore géolocalisée sera un prérequis ou non en fonction des protocoles et des exploitations réalisées (cf. chapitre 5).

3. Méthodes d'inventaire et de suivis fongiques d'un site

3.1. Fréquence et récurrence des relevés

Un inventaire fongique est un travail de longue haleine et il faut accepter qu'il ne soit pas exhaustif, comme en témoignent les travaux de Straatsma (Straatsma *et coll.* 2001) : des suivis hebdomadaires (mai à novembre) des macromycètes sur une surface de 1500 m² pendant 21 ans ont permis de détecter 400 espèces (71 222 carpophores) dont certaines ne sont apparues qu'une seule fois. Plus de 10 nouvelles espèces étaient encore découvertes dans les dernières années.

Les contraintes financières et temporelles nous interdisent même de penser à de tels dispositifs. Dans l'objectif de détecter les espèces structurantes du cortège mycologique d'un site, il restera nécessaire de pratiquer plusieurs visites annuelles sur quelques années. Plus le nombre de relevés sera élevé plus l'inventaire sera jugé comme fiable, et il sera présenté un indice de représentativité permettant d'en juger (cf. partie interprétation).

De manière générale, les inventaires fongiques sont répartis sur une période plutôt automnale, les mois réputés les plus riches étant situés d'août à décembre. Il n'empêche que plusieurs espèces sont présentes de manière préférentielle au début du printemps et d'autres pendant l'été. Par ailleurs, il peut y avoir, pour bon nombre d'habitats, une présence de neige au sol une partie de l'année limitant d'autant la période de prospection.

Il est intéressant, en cas de faible nombre de prospections prévu, de se focaliser sur les périodes les plus fastes (à déterminer selon les altitudes et les milieux, avec les mycologues locaux). Si le nombre de prospections prévu

est plus important, il est possible d'étendre celles-ci à des moments « moins riches », mais présentant potentiellement des espèces complémentaires.

Pour obtenir un lot d'informations minimum, il est nécessaire de réaliser au moins 4 à 5 relevés « fixes » et 1 relevé « variable » par an à des dates judicieuses (période favorable et ajustement en fonction des conditions météorologiques) avec au moins 10 jours minimum entre chaque relevé.

5 relevés « fixes » :

- 1^{re} à 3^e semaine d'août ;
- 4^e semaine d'août à 2^e de septembre ;
- 3^e de septembre à 1^{re} d'octobre ;
- 2^e à 4^e d'octobre ;
- 1^{re} à 3^e de novembre.

Un relevé « variable » : un an sur deux, une visite hivernale ou printanière. Ces périodes sont conseillées en forêt de plaine, mais elles sont à moduler en fonction des zones géographiques (ex. montagne, bord de mer, milieux particuliers). Les mycologues locaux ont souvent une bonne vision des périodes les plus propices.

Ces démarches sont à mener sur 3 à 4 années consécutives. Si le site est grand, ou très grand avec une hétérogénéité importante de milieux, il paraît difficile de pouvoir tout prospecter et les travaux devront être échelonnés sur un nombre d'années plus important. **Une douzaine de passages par milieu sur 3 ans permet généralement de déceler l'essentiel des espèces structurantes.**

Il y a des variations selon les types de milieux. Les milieux humides se révèlent souvent plus facilement (relevés assez rapidement représentatifs), alors que d'autres nécessitent un nombre de sorties plus important (forêt).

Il est important de faire coïncider les relevés avec des événements météorologiques favorables : période de pluies, un peu de chaleur... Et au contraire, ne pas hésiter à reporter les suivis en cas de longue période de sécheresse (hors milieux très humides) ou après de fortes gelées.

Il est intéressant, dans la mesure du possible, de prendre des informations auprès d'une personne de terrain parcourant le site régulièrement, ou d'avoir une zone facilement accessible proche du site pour évaluer l'état d'avancement des poussées fongiques.

Ces informations générales seront à préciser ou à adapter en fonction de l'altitude, du type de milieu, de la géographie et du climat local.

3.2. Temps et coût des prospections

Lors de la mise en place d'une étude fongique, il est important de comprendre que la recherche et l'identification des champignons demandent un temps assez important par rapport à l'étude de certains taxons plus conventionnels. Pour faciliter le travail des mycologues, il semble que le mieux soit de faire une reconnaissance de terrain en leur compagnie en leur fournissant les cartes et les limites des surfaces à étudier. On peut aussi prévoir d'accompagner directement les mycologues sur le terrain. Cette distinction est importante s'il y a plusieurs sites différents (types d'habitats), et dans le cadre d'études comparatives (cas des pelouses par exemple), notamment lorsque l'historique ou la gestion sont différents.

3.2.1. Temps et coût de terrain :

Pour mener des études fongiques, le temps à passer va dépendre de la méthode de prospection utilisée, de l'expérience du mycologue et surtout du groupe

recherché. Il apparaît difficile d'être précis, mais il est possible de donner des ordres de grandeur des temps nécessaires à la prospection afin de mener une évaluation des coûts d'une étude.

En moyenne, en pleine saison, il faut compter une demi-journée (3h et demi) pour un site riche :

- Prospection en prairie : 2 ha par mycologue ;
- Prospection en forêt ou milieu complexe : 0,5 à 1 ha par mycologue.

3.2.2. Temps et coût de laboratoire :

Encore une fois, ce temps sera très dépendant de la qualification du mycologue et de son habitude de travailler dans les milieux concernés... Quoi qu'il en soit, **il est très courant de passer une, deux, voire trois fois plus de temps à réaliser les déterminations des échantillons prélevés que de temps passé sur le terrain.** Pour la constitution d'un herbier ou d'autres éléments complémentaires, il faut compter du temps supplémentaire.

3.3. Protocole général de comparaison synchronique d'habitats ou de mode gestion ou diachronique d'une même zone

L'objet de ce type de suivis est de mettre en exergue les impacts ou la complémentarité des modes de gestion sur la fonge d'un habitat. Mais cela peut aussi permettre d'étudier ou de comparer par échantillonnage des habitats différents. Selon l'objectif de l'étude et les surfaces des zones, on peut soit réaliser une étude de la zone entière soit procéder à un échantillonnage.

En effet, la finesse des traits de vie de certaines espèces fongiques sera différente en fonction des habitats, ou des micro-habitats. Les micro-habitats présents ou absents pourront significativement influencer une part de la fonge présente. Par exemple, le pâturage permet notamment la présence de toute une cohorte de champignons coprophiles ; dans les zones brûlées les pyrophiles seront présents quelques années après intervention ; en zone de non-intervention, les espèces liées à la dégradation de la matière organique de plus ou moins gros volume seront présentes... Une gestion (ou non-intervention) identique et récurrente sur un long pas de temps permettra aux espèces spécialisées de s'exprimer.

3.3.1. Méthode des « placettes fixes » ou « carrés permanents »

Dans le cas de l'étude de grandes entités physiques, la visite récurrente de placettes fixes est à envisager. En raison du manque d'éléments bibliographiques comparant l'étude d'habitats et de micro-habitats, on peut proposer de grandes lignes issues de méthodes mycocoenologiques en forêt sur carré permanent (Fraiture 2008).

Emplacement des placettes

La placette doit se trouver dans un milieu homogène, éloignée des perturbations humaines (déchets, travaux, circulation...) ou animales, des voies d'accès, des lisières, des reliefs changeants ou des zones à facteurs abiotiques variants (eau...).

Il semble nécessaire d'éviter les endroits où le sol est recouvert par des plantes à forte sociabilité (tapis) comme le Lierre (*Hedera helix*), la Petite pervenche (*Vinca minor*), l'Ail des ours (*Allium ursinum*), la Canche flexueuse (*Deschampsia flexuosa*), ou les ronces (*Rubus sp.*)... car ces derniers sont généralement moins riches en champignons (Fraiture 2008).

Ces placettes peuvent être matérialisées sur le terrain (pérennité sur plusieurs années). Il est aussi nécessaire de recueillir les données GPS de chaque coin de celle-ci ou du centre d'un cercle échantillon.

Nombre de placettes

Ce nombre sera à définir en fonction des caractéristiques de l'habitat à étudier (prairie, forêt, surface disponible d'un seul tenant par unité d'habitat sur le site). Cela dépendra aussi de la surface finale définie en fonction du nombre de modes de gestion à comparer et des disponibilités de temps et de moyens. Ce nombre pourra être de 1 à 5 placettes pour faire face aux variations locales de l'habitat. Pour une même surface étudiée, augmenter le nombre de placettes en vue de les répartir sur le site est une bonne stratégie.

Surface des placettes

La surface peut varier de 200 m² à 2 ha selon les habitats et les moyens. On donne ici des ordres de grandeur de surface pour des macro-habitats, car certains habitats sont très petits (micro-habitats) et l'expression des espèces est plutôt liée à un volume (litière, humus, fiente, tapis de bryophytes). Plus les placettes sont grandes et plus le nombre d'espèces observées par relevé sera important. En revanche, cela augmentera d'autant le temps de prospection et de détermination. En mycocoenologie il est proposé de définir des placettes de 400 à 2000 m² avec 5 à 10 placettes par milieu (Fraiture 2008, Arnolds 1992).

En conclusion, il doit être rappelé que plus le nombre de placettes est important, plus les surfaces sont importantes et plus les informations seront fiables.

3.3.2. Méthode des « fragments naturels »

L'objet est ici de parcourir l'entité végétale ou micro-habitat étudié dans ses limites naturelles.

Attention, dans le cas de grandes surfaces, ou de surfaces très différentes d'une zone à une autre, ou d'un habitat à un autre, ou d'un mode de gestion à un autre, les listes pourront être significativement différentes en raison de la surface parcourue (Fraiture 2008). Fraiture préconise pour ce type de méthode une technique de prospection par divagation aléatoire. Il nous semble que le choix doit avant tout être déterminé par l'objectif du suivi, la taille de l'habitat ou du micro-habitat étudié.

3.3.3. Méthode du « relevé fragmenté »

Cette méthode consiste à mettre en place un ensemble de placettes carrées de petite taille réparties sur des zones homogènes, ou d'adapter la taille et la forme de la placette à la forme du groupement végétal présent (en évitant les effets de lisière) (Figure 115). Le nombre de « microzones » peut être multiplié pour obtenir une surface globale convenable.

Cette méthode de relevé a notamment été testée sur les milieux de tourbière (Moreau 2002). De manière générale, elle est utilisée pour les milieux complexes de petite taille souvent disposés en mosaïque.

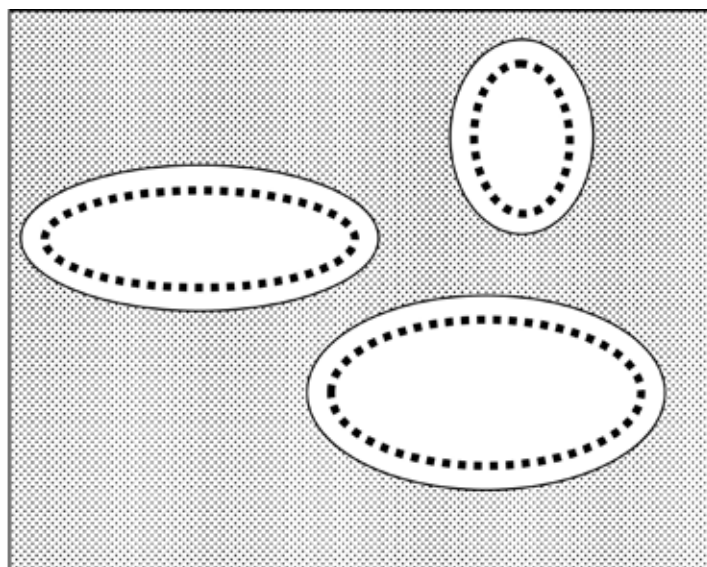
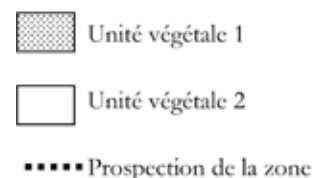


Figure 115 : Illustration de la prospection par la méthode fragmentée (d'après Moreau, 2002, p. 48)

3.3.4. Méthode « mixte »

Pour cette méthode mixte (Fraiture 2008), le principe est de parcourir le carré permanent de manière exhaustive, puis de réaliser un relevé en divagation aléatoire représentative (cf. ci-après) d'une surface plus vaste, tout en restant dans la même entité d'habitat ou de micro-habitat. Cette approche complémentaire semble aussi indispensable (Mueller *et coll.* 2004).

3.3.5. Méthodes proposées en forêt tropicale française

De nombreuses expéditions ont été réalisées par des mycologues métropolitains en forêt tropicale française. Voici les méthodes proposées pour réaliser les inventaires et permettre des comparaisons : la méthode par transects-placeaux et l'échantillonnage par billons (issus de Blanchard *et coll.* 2016 notamment tiré de Mueller *et coll.* 2004). Ces méthodes sont réalisables en métropole.

Échantillonnage par transects et placeaux

Cette approche vise à reproduire dans une unité d'échantillonnage plusieurs fois la même modalité et à obtenir des données géolocalisées. On choisit une zone homogène la plus représentative possible de l'unité d'échantillonnage dans laquelle on installe 10 transects parallèles de 100 m de long espacés de 10 m. Les transects peuvent être mis bout à bout si nécessaire. Ces lignes sont ponctuées de placeaux circulaires de 5 m² qui sont disposés tous les 5 mètres dans lesquels seront effectuées les observations. La surface totale pour 10 transects est donc de 200 fois 5 m², soit 1000 m². Le départ des transects est matérialisé par un piquet ou une banderole. Chaque transect est numéroté ainsi que chaque placeau. La surface des placeaux circulaires est déterminée à l'aide d'une ficelle. Dans les forêts du Costa Rica, un protocole a prévu des transects de 245 m de long espacés tous les 50 m comportant des placeaux circulaires de 4 m² tous les 5 mètres (Rossman *et coll.* 1998). Cette approche permet aussi éventuellement des calculs statistiques.

Échantillonnage par billons

L'échantillonnage par placeaux représente par site une surface assez faible (0,1 ha). Cela peut exclure les champignons que l'on rencontre sur de grosses pièces de bois du fait de la faible fréquence de ces substrats dans les placettes. Pour pallier cela, Mueller *et coll.* (2004) préconisent d'échantillonner de gros bois morts au sol de plus de 20 cm de diamètre et de plus de 2 m de long. Dans chaque site, 30 billons sont sélectionnés selon trois classes de décomposition : bois encore cortiqué, bois moyennement dégradé dans lequel le couteau ne s'enfonce pas au-delà de 2 cm et bois très dégradé. Les pièces de bois sont marquées, numérotées et cartographiées. Le bois est si possible identifié. Des mesures dendrométriques complémentaires peuvent être réalisées. En cas de pauvreté particulière en substrats de ce type, on adapte le nombre de pièces de bois.

3.4. Techniques de prospection

3.4.1. Méthode de « divagation aléatoire représentative »

Ce mode de prospection est celui qui est le plus communément utilisé (sans le savoir) par les mycologues.

Cette méthode est notamment à privilégier pour réaliser un relevé sur un milieu ou au sein d'une parcelle de taille moyenne à grande. Au sein de cette entité homogène définie, on parcourt un transect aléatoire représentatif. Celui-ci, sans définir de cheminement strict, doit tout de même permettre de couvrir un maximum de la surface du site à prospecter (différents supports),

et au moins, pour les végétations basses, rendre possible la détection de la plupart des carpophores visibles au moment du relevé.

Ce mode d'échantillonnage présente plusieurs intérêts (Moreau 2002) :

- absence de marquage sur le terrain, souvent lourd en termes d'installation et de maintien ;
- échantillonnage équilibré des espèces rares et abondantes (éviter de sous-évaluer les espèces rares, tout aussi importantes, voire parfois les plus significatives) ;
- méthode intuitive qui permet une approche qualitative et quantitative.

3.4.2. Méthode dite « exhaustive »

Ce mode de prospection sera dédié aux protocoles lourds, sur de « petites surfaces », dont le but est de viser l'exhaustivité, ou le dénombrement de carpophores. Le but de cette méthode est de s'assurer de la complète prospection de la placette, mais aussi de limiter les doubles comptages. Il permet d'étudier de manière approfondie l'ensemble des espèces présentes au sein d'une surface de dimension réduite. Aucune espèce vue en dehors n'est comptabilisée. Cette méthode favorise la découverte des espèces les plus petites ou les moins visibles. Si les parcelles ou placettes sont trop petites, les espèces rares seront sous représentées ou absentes (positionnement placette).

La technique de prospection suivante, élaborée par Fraiture (Fraiture 2008), a l'avantage d'être très facile, efficace et de ne nécessiter qu'un minimum de matériel. En effet, il suffit de disposer d'une quinzaine de piquets affûtés peints en blanc et rouge, long de 30 cm.

Il faut établir un couloir de prospection, dans lequel on regarde tous les champignons présents. Au départ, lors du premier passage aller de circulation dans le carré on dépose à notre droite (bord de la placette à gauche) les piquets à environ 2,5 m de la bordure. Lors du retour on replace les piquets mis à l'aller sur notre gauche pour reformer ce couloir et ainsi de suite (Figure 116).

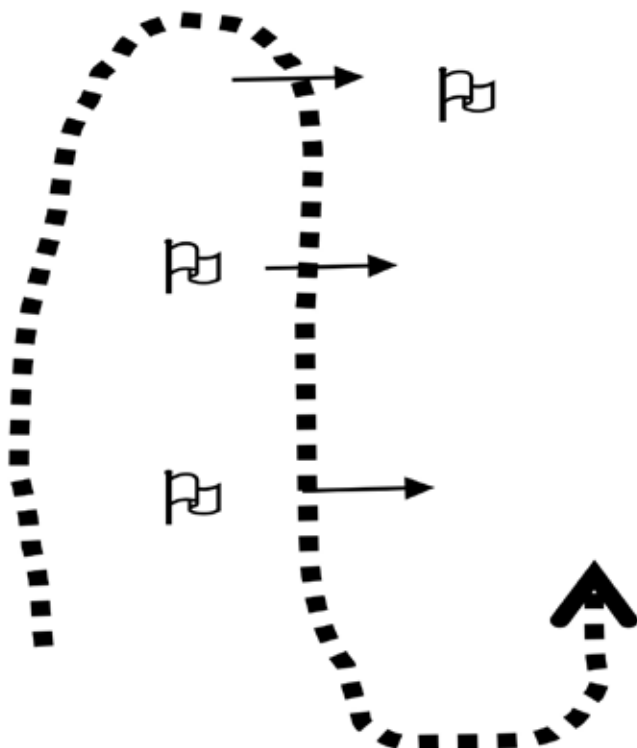


Figure 116 : Méthode de prospection exhaustive

3.5. Dénombrement des carpophores

Lors des prospections, le nombre de carpophores par espèce et par zone d'étude peut être précisé. Ces données peuvent notamment être utilisées pour évaluer l'activité mycélienne au sein de la placette, mais aussi pour obtenir une représentativité des espèces les unes par rapport aux autres. Enfin, cet élément peut être utilisé pour évaluer dans le cadre de relevés spécifiques et réguliers la phénologie d'une espèce. Ce dernier point peut être utile, par exemple, pour montrer les impacts du changement climatique (variation de l'abondance, décalage phénologique).

Dénombrement exhaustif :

Cet élément s'est révélé particulièrement intéressant dans l'étude des effets de gestion des pelouses et prairies maigres (Sugny & Sellier 2019). En effet, les champignons CHEGD sont plus importante par rapport aux autres groupes d'espèces dans les parcelles les mieux gérées vis-à-vis de ce groupe taxinomique. Voir détails dans le protocole CHEGD (indicateur NS : chapitre 6 partie 1.9). Le dénombrement exhaustif est proposé pour les pelouses et prairies maigres. Cette méthode fastidieuse est en revanche peu utilisée dans d'autres milieux, mais cela reste évidemment dépendant de l'objet de l'étude à mener.

Dans ce cas, l'ensemble des carpophores de chacune des espèces qui doit être répertorié dans chaque zone d'inventaire (parcelle, placette échantillon...).

Évaluation de l'abondance :

Hors pelouses et prairies maigres, on utilise, si cela est souhaité, des classes d'abondance.

Classes d'abondance proposées :

- +** : 1 seul spécimen
- 1** : 2 à 5 spécimens
- 2** : 6 à 20 spécimens
- 3** : 21 à 100 spécimens
- 4** : Plus de 100 spécimens

L'abondance est évaluée pour chaque récolte, c'est-à-dire l'ensemble des carpophores situés dans les 5 m² autour du récolteur. De sorte qu'une même espèce récoltée x fois (x zone de 5 m²) dans la parcelle, le carré échantillon... disposera de x lignes de saisie sur la fiche de terrain.

Cas particuliers :

Les carpophores ne sont pas forcément séparés à la base du substrat, voici donc quelques précisions pour réaliser le comptage :

- pour les touffes, il s'agit du nombre de spécimens formant chaque touffe qui est évalué,
- pour les petits champignons venant en nombre, il s'agit du nombre total de spécimens qui est évalué (classe d'abondance),
- pour les gros carpophores imbriqués type *Grifola frondosa* ou *Laetiporus sulphureus*, on peut compter le nombre de « troncs » issus du substrat,
- pour les « *Stereum* », on compte le nombre de chapeaux si l'espèce en comporte, ou le nombre de carpophores résupinés distincts s'il n'y a pas de chapeau.

Cette question du dénombrement des cas particuliers n'est pas facile. Il est important en revanche de spécifier la méthode retenue dans le matériel et méthode et de s'y tenir durant toute l'étude pour assurer une bonne interprétation.

3.6. Recherche des interactions entre sols, plantes et champignons

3.6.1. Caractérisation du pH

Pour caractériser au mieux l'écologie des espèces fongiques croissant au sol, des échantillons de sols peuvent être prélevés entre 5 et 10 cm de profondeur. Cette règle a été choisie, car la plupart des mycéliums vivent dans cette couche du sol. La mesure du degré d'alcalinité ou d'acidité (pH) des échantillons de sol a ensuite été réalisée selon la méthode suivante :

- mise en solution d'environ 8 g de sol dans 20 ml d'eau déminéralisée ;
- mélange du tout avec une tige de verre pour homogénéiser la solution ;
- introduction dans la solution d'un morceau de papier indicateur de pH à double zone pH 5 à 8 (papier Duotest) (Figure 117) ;
- interprétation de la valeur du pH de l'échantillon en fonction de l'échelle des couleurs figurant sur les rouleaux de papier indicateur (voir photo ci-contre).



Figure 117 : Papier Duotest pH 5 à 8 © D. Sugny

3.6.2. Caractérisation des conditions stationnelles à l'aide des plantes

On peut étudier les éléments stationnels et préciser l'écologie des champignons en utilisant les végétaux. Il sera nécessaire de réaliser la liste des plantes présentes sur le site (se référer à des protocoles de botanique et de phytosociologie). L'interprétation sera ensuite réalisée avec différents référentiels (Landolt, Ellenberg...).

Il existe aussi 636 espèces de champignons pour lesquels les critères d'Ellenberg ont été décrits (Simmel *et coll.* 2017). Cette liste est téléchargeable avec le reste des outils numériques mis à disposition (Annexe 18).

4. Focus sur l'inventaire de groupes particuliers

Si, même en sites naturels gérés, les champignons constituent un groupe souvent éludé dans les diagnostics, il y a, au sein de la mycologie, des groupes souvent eux-mêmes *pro parte* laissés pour compte. Un focus sur des groupes présentant souvent une diversité et une complémentarité importante avec les groupes conventionnellement étudiés est présenté ci-après.

4.1. Les aphyllophorales

L'ordre des aphyllophorales dont le nom signifie « qui ne porte pas de lames », a été proposé pour la première fois en 1922 par Carleton Rea. C'est un ordre complètement artificiel, hétérogène et obsolète, de champignons basidiomycètes, qui comprendrait environ 400 genres et 1500 espèces. Bien que n'ayant pas de lames, les champignons gastéroïdes (hyménium fermé, comme les vesses-de-loup) et les boletales au sens large en ont été exclus, de même que les hétérobasidiomycètes (champignons souvent gélatineux). Bien qu'une classification plus naturelle des basidiomycètes soit aujourd'hui en grande partie mise en place, le groupe morphologique des aphyllophorales continue d'être utilisé par commodité pour désigner la majeure partie des champignons à hyménophore lisse ou poré, souvent lignicoles, et responsables de la dégradation des végétaux morts ou vivants sur lesquels ils se développent. Leurs aspects sont très divers, ils peuvent être en forme de console, de massue, coralloïdes ou en couche plus ou moins épaisse.



Figure 118 : *Amaurodon viridis* © G. Gruhn — ONF

Nous laisserons de côté les clavaires, les hydnes, les chanterelles et quelques groupes voisins pour nous intéresser seulement aux deux types de morphologie suivants :

- Les polypores (environ 500 espèces européennes) possèdent un hyménium formé par des tubes non séparables de la chair, qui s'ouvrent par des pores de formes et de tailles différentes.
- Les corticiés (ou « croûtes ») comptent environ 1000 espèces en Europe, qui se présentent sous forme de plaques lisses, tuberculées ou garnies d'aiguillons.

L'identification des aphyllophorales nécessite presque toujours un travail d'observation en laboratoire.

Les aphyllophorales présentent un certain nombre d'avantages pour les inventaires :

- certaines espèces sont pérennes et peuvent être identifiées en dehors des périodes traditionnelles de poussées fongiques,
- ce sont souvent des espèces lignicoles et le support bois jouant le rôle de réservoir d'eau, leur récolte est toujours possible, même en période de forte sécheresse où les champignons mycorhiziens ne produisent pas de carpophores,
- assez peu de publications existent concernant des bio-indicateurs fongiques, la plupart privilégient les polypores.

4.1.1. Où les trouver ?

Comme ce sont pour la plupart des espèces lignicoles, on regardera les troncs d'arbres, vivants ou morts, on explorera les tas de bois, les vieilles souches et même l'intérieur du bois ; il faut parfois disloquer le bois pourri pour les découvrir. Les couches de copeaux de bois, utilisés comme paillage dans les parterres des jardins, peuvent amener des récoltes intéressantes.

Très souvent, les corticiés se récoltent facilement à la face inférieure des branches et autres bois morts. Il faudra donc prendre le temps de retourner les branches tombées au sol pour les découvrir. Ces bois au sol sont souvent les plus intéressants et les plus riches en raison de l'humidité ambiante. Mais il y a aussi des espèces qui croissent sur des mousses, des plantes herbacées ou au sol. Par exemple, la base des touffes de fougères ou les tiges sèches des grandes ombellifères peuvent s'avérer intéressantes à explorer.

4.1.2. Quand les trouver ?

Quasiment toute l'année, ce qui est intéressant, en particulier durant la saison hivernale (hors période de neige), au moment où les autres champignons manquent cruellement.

Après des périodes venteuses ou à la sortie de l'hiver, on trouvera aussi des branches cassées par le vent ou le poids de la neige. Ce sont de bonnes périodes pour faire des prospections d'espèces intéressantes qui vivent dans la canopée.

4.1.3. Comment les étudier

Matériel nécessaire à la récolte :

Comme beaucoup sont fixés sur le bois, il faut des outils pour les détacher : un fort couteau à lame pointue, une serpette, une scie pliante pour couper des morceaux de petites branches, voire un ciseau à bois ou une ancienne lame de rabot et un marteau pour les détacher des gros supports, un sécateur, un crochet emmanché (très pratique pour retourner les bois au sol sans se piquer voire risquer une morsure de serpent). À noter que ces prélèvements de bois support sont très limités et ne gênent pas le champignon qui continue à se développer dans le bois support laissé en place.

En particulier lors d'inventaire en zone protégée, il est conseillé de remettre les bois retournés en place. Il conviendra également de limiter des prospections dans les troncs fortement dégradés, car cette méthode est destructive.

Les récoltes peuvent être emballées dans du papier (journal ou enveloppe usagée) et les informations sur le support et le milieu sont notées. On utilisera également des feuilles de papier ou d'aluminium, des petits papiers collants de couleur pour séparer diverses récoltes, un carnet ou autre moyen pour la prise des notes, un crayon, une loupe, et une grande boîte ou un sac à dos pour mettre les échantillons récoltés. Pour ce dernier, on raidira la poche centrale du sac en y plaçant une armature rigide, par exemple une petite corbeille à papier de bureau. Le sac à dos présente un avantage, surtout en terrain accidenté : on a les deux mains libres !

4.1.4. Que noter sur le terrain ?

Il est conseillé de stocker les informations de récolte avec la récolte elle-même. En plus des informations spécifiques requises par l'éventuel protocole utilisé, sont en général notés la date, le lieu, le biotope, le type de forêt ou d'arbres plus ou moins isolés, l'identité de la plante support ou l'essence, s'il est possible de l'identifier (noter les essences situées dans les environs, il y a de fortes probabilités que le bois inconnu appartienne à l'une des essences voisines). En montagne ou en zones inondables, l'identification du bois peut cependant être difficile il a pu être déplacé sur des distances importantes.

On notera aussi si le champignon est encore attaché à l'arbre ou non, s'il est au sol, la présence ou non de l'écorce, la couleur du bois pourri situé en dessous des basidiomes, ce qui déterminera les types de pourriture (blanche, brune ou alvéolaire) : la distinction des pourritures est importante, car ce sont des espèces différentes qui les provoquent, même si macroscopiquement elles se ressemblent.

On notera aussi la position des basidiomes : base des troncs, en hauteur, face inférieure des branches, taille de celles-ci...

Si on se spécialise sur ce genre de champignons, on pourra faire une checklist pour ne pas oublier de noter certains détails. L'usage d'outil se saisie sur téléphone portable est également d'une bonne aide pour standardiser la prise de données.

4.1.5. Comment les récolter ?

Dans le respect de la biodiversité, on limitera les prélèvements. Pas besoin de gros échantillons, un fragment suffit.

Les polypores dimidiés seront détachés du support. S'ils sont très gros, on n'en prélèvera qu'une petite partie. Pour ceux qui sont plus ou moins appliqués au substrat (le terme approprié est résupiné), le prélèvement sera effectué avec une partie du support. Cette partie permettra aussi d'en conserver l'humidité nécessaire durant quelque temps.

Les échantillons seront ensuite enveloppés dans une feuille de papier journal ou d'aluminium pour éviter d'une part la pollution par les autres échantillons et d'autre part que ceux-ci ne se dessèchent trop vite. On pourra y joindre un petit papier collant sur lequel on mettra une référence pour retrouver les notes prises sur le carnet, indiquant par exemple l'essence, le lieu, etc. On pourra aussi se servir de la couleur des papiers pour codifier les récoltes.

4.1.6. Identification en laboratoire

Comme on ne pourra pas toujours examiner les échantillons immédiatement, il est conseillé de les conserver dans des boîtes humides, en prenant soin de disposer les corticiés dans leur position naturelle (hyménium en dessous du support), car elles continuent leur croissance en respectant leur géotropisme et si elles sont placées à l'envers, les hyphes seront donc emmêlées.

La plupart des corticiés et aussi des polyporales résupinés ne sont déterminables que par l'examen microscopique de certains éléments, dont les spores mûres. L'une des priorités sera donc d'obtenir une sporée, mais on fera auparavant une description détaillée des éléments macroscopiques (Duhem 2010). L'utilisation d'une loupe binoculaire est conseillée. On pratiquera quelques réactions macrochimiques et des examens microscopiques sur des fragments.

On fera sécher les échantillons pour les mettre en herbier (12 h à 50 °C, voire plus longtemps selon l'état de la quantité de bois support). On ne mettra en herbier que les champignons en bon état qui ont sporulé. Cela permettra de contrôler *a posteriori* les échantillons, voire de réaliser des déterminations.

Documentation pour les aphyllophorales

- Bernicchia A, Gorjon S.P. 2010. *Corticiaceae sl.* Fungi Europaei, vol. 12, 1008 p.
- Bernicchia A. 2005. *Polyporaceae sl.* Fungi Europaei, vol. 10, 808 p.
- Boidin J. 1988. Pour une lecture actualisée des « Hymenomycètes de France ». *Bull. Sté. Mycologique de France*. 104:1-40 p.
- Bourdot H. & Galzin A. 1928. *Hymenomycètes de France*, 762 p.
- Breitenbach J. & Kränzlin F. 1986. *Les champignons de Suisse* vol. 2, 412 p.
- Collectif. 1991. *Bulletin spécial Aphyllophorales*, Fédération Mycologique Dauphiné-Savoie, N° 120.
- Eriksson J. & Hjortstam K. 1982. *The Corticiaceae of North Europe. Vol. 6 Phlebia — Sarcodontia*. Fungiflora, Oslo, Norway 6, 1051–1276.
- Eriksson J. & Ryvarden L. 1973 *The Corticiaceae of North Europe. Vol. 2 Aleurodiscus-Conjertobasidium*, 1973, 216 p., 110 figures, 24 planches
- Eriksson J. & Ryvarden L. 1975. *The Corticiaceae of North Europe. Vol. 3 Coronicium — Hyphoderma*. Fungiflora, Oslo, Norway 3, 288–546.
- Eriksson J. & Ryvarden L. 1976. *The Corticiaceae of North Europe. Vol. 4 Hyphodermella — Mycoacia*. Fungiflora, Oslo, Norway 4, 549–886.
- Eriksson J., Hjortstam, K., & Ryvarden L. 1978. *The Corticiaceae of North Europe. — Volume 5, Mycoaciella — Phanerochaete*. Fungiflora, Oslo, Norway 5, 889–1047.

- Eriksson, J., Hjortstam, K., & Ryvarden, L. 1984. *The corticiaceae of North Europe. vol. 7. Schizopora–Suillosporium*. Oslo: Fungiflora.
- Gannaz M. 1992 *Clé pratique des polypores à chapeau en Europe*. 2^e édition, 5 p.
- Hallenberg N. 1985. *The Lachnocladiaceae and Coniophoraceae of North Europe*. Fungiflora, Oslo, Norway.
- Hjortstam K. Larsson, K. H., & Ryvarden, L. 1987. *The Corticiaceae of North Europe. Vol. 1 Introduction and keys*. Fungiflora, Oslo, Norway 1, 59.
- Hjortstam, K., Larsson, K. H., & Ryvarden, L. 1988. *The Corticiaceae of North Europe. Vol. 8: Phlebiella; Thanatephorus–Ypsilonidium*. Oslo: Fungiflora, 1449-1631.
- Jülich W. 1989. *Guida alla determinazione dei funghi*. vol. 2, 597 p.
- Marchand A. 1973. *Champignons du Nord et du Midi. Les meilleurs comestibles*. Tome 2. Soc. Mycol. Pyrénées Médit., Perpignan, Diffusion Hachette, 273 p.
- Marchand A. 1975. *Champignons du Nord et du Midi. Bolétales et Aphyllophorales*. Tome 3. Soc. Mycol. Pyrénées Médit., Perpignan, Diffusion Hachette, 276 p.
- Marchand A. 1976. *Champignons du Nord et du Midi. Aphyllophorales (fin), Hydnaceae, Gasteromycetes, Ascomycetes*. Tome 4. Soc. Mycol. Pyrénées Médit., Perpignan, Diffusion Hachette, 262 p.
- Rivoire B. 2020. *Polypores de France et d'Europe*. Mycopolydev. 873 p.
- Ryvarden L. 1976. *The polyporaceae of North Europe vol 1. Albatrellus – In crustoparia*. 214 p.
- Ryvarden L. 1978. *The Polyporaceae of North Europe. Volume 2. Inonotus-Tyromyces*. 219-507.
- Ryvarden L., Melo, I. & Niemelä, T. 2014. *Poroid fungi of Europe*. Fungiflora, Oslo, 455 p.

4.2. Les champignons coprophiles ou fimicoles

4.2.1. Définition

Les champignons coprophiles vivent dans les excréments. Le mot coprophile est formé à partir du grec *kopros* « excrément » et du radical *phile* qui veut dire « aimer ». Le mot fimicole signifie « qui vit, qui croît dans le fumier », ce mot vient du latin *fimium* « fumier » et du radical latin *cole*, qui veut dire dans le cas présent, « habiter ». Doveri (2004) explique pourquoi il préfère employer le terme « fimicole » et précise que le terme « coprophile » s'appliquerait aux champignons se développant uniquement sur excréments, alors que d'autres peuvent s'y développer occasionnellement. Le mot « fimicole » permettrait donc d'inclure ces derniers.

4.2.2. Où les récolter ?

Il suffit d'explorer un milieu en recherchant les excréments, ou les végétaux souillés par ceux-ci. La connaissance de la faune présente peut donner lieu à des recherches ciblées sur les excréments d'un animal donné. Même si les recherches portent le plus souvent sur les excréments des plus gros mammifères herbivores, qui s'avèrent souvent riches, il ne faut pas négliger les crottes des petites espèces (micromammifères), ou des oiseaux, qui peuvent amener de bonnes surprises.

4.2.3. Comment les repérer et les récolter ?

Le repérage des champignons peut se faire à l'œil nu pour les plus grosses espèces. Une loupe à main d'assez grande dimension peut permettre de voir certains ascomycètes. De nombreuses espèces minuscules ne seront pas

visibles sur le terrain. Il ne faut donc pas hésiter à récolter des excréments à différents stades de dégradation et à les entreposer dans des boîtes permettant de séparer les récoltes selon les lieux et animaux sources.

4.2.4. Comment les conserver ?

Afin d'avoir le temps d'étudier les champignons récoltés et de suivre l'éventuelle apparition de nouvelles espèces, il est intéressant de mettre en œuvre la méthode dite de la « chambre humide ». Elle consiste à placer les excréments dans des boîtes, où les conditions de température et d'humidité seront favorables au développement des champignons. Selon les spores et/ou les mycéliums présents, il est parfois possible d'observer divers cortèges d'espèces qui se succèdent. Certaines d'entre elles peuvent se manifester plusieurs mois après la mise en chambre humide, d'où l'intérêt de conserver et de surveiller les cultures jusqu'à dégradation complète. Il est difficile de prévoir quels paramètres (température, humidité, lumière) permettront de révéler un maximum d'espèces, c'est donc en variant ceux-ci que l'on augmentera ses chances d'observer une diversité intéressante.

Pour jouer sur la quantité d'eau, un papier absorbant en fond de boîte sera utile. Si les excréments mis en boîte sont déjà bien humides, il n'est pas utile d'en rajouter. S'ils sont plutôt secs, il faut alors verser un peu d'eau sur le papier et renouveler cet apport selon les besoins. L'apport d'eau à l'aide d'un brumisateur peut s'avérer utile.

4.2.5. Comment déterminer les espèces ?

Le matériel spécifique :

Il est nécessaire de disposer d'une loupe binoculaire pour repérer et prélever les nombreuses petites espèces. Un microscope qui grossit jusqu'à x1000 sera indispensable pour la détermination de nombre d'entre elles. Des pinces et des aiguilles fines permettront le prélèvement et la préparation. Des lames de rasoir serviront à réaliser des coupes fines. Des colorants ou réactifs seront utiles pour révéler certains caractères sous le microscope (ex : réactif de Melzer, bleu coton, bleu de crésyl, rouge congo, encre de chine...).

Les méthodes de préparation des échantillons :

Les champignons fimicoles sont très diversifiés, car presque tous les groupes taxinomiques y sont représentés. Les méthodes de préparation vont dépendre du groupe.

Basidiomycota, l'exemple des coprins :

De nombreuses espèces de coprins se développent sur excréments. Ces champignons, parfois de très petite taille, ont un cycle de production de carpophores très court. Il est nécessaire de les observer à différents stades pour relever l'ensemble des caractères utiles à une détermination : avant maturation des spores, pour étudier les basides, l'éventuel voile, les éventuelles cystides piléiques, chéilocystides, pleurocystides ; puis après maturation des spores pour noter les caractères de ces dernières. Il est nécessaire de réaliser prélèvements et montages sous la loupe binoculaire.

Ascomycota : montage entre lame et lamelle dans une goutte d'eau. Les réactifs et colorants seront utilisés si besoin dans un deuxième temps.

Péizomycètes : selon la taille, un fragment choisi ou le champignon entier sera mis entre lame et lamelle. Des coupes d'apothécie à la lame de rasoir sous la loupe binoculaire peuvent être utiles.

Sordariomycètes et Dothidéomycètes : la plupart ne sont visibles que sous la loupe binoculaire et se présentent sous la forme de minuscules sacs noirâtres (périthèces) plus ou moins immergés dans le support. Cet aspect macroscopique peu varié cache une surprenante diversité sous le microscope. Le montage est réalisé en posant délicatement la lamelle afin de ne pas éclater les périthèces et de noter leurs dimensions et autres caractères. La préparation est ensuite délicatement écrasée pour libérer leur contenu (asques, spores, etc.) ou pour mieux observer la paroi du périthèce.

De nombreuses espèces possèdent des spores comprenant des enveloppes et appendices gélatineux hyalins. Leurs mises en évidence peuvent être facilitées par l'emploi de colorants.

4.2.6. La documentation

L'étude des champignons fimicoles nécessite l'emploi d'une documentation adaptée. Les ouvrages et articles de base proposés ci-dessous pourront éventuellement être complétés par d'autres publications.

- Brummelen Van J. 1967. *A world monograph of the genera Ascobolus and Saccobolus*. Persoonia suppl. vol. 1, 260 p., 17 planches.
- Brummelen Van J. 1995. *A world monograph of the Genus Pseudombrophila*. Libri Botanici vol. 14, 117 p., 25 planches.
- Cacialli G., Caroti V., Doveri F. 1999. *Contributio ad cognitionem coprinorum*. A.M.B, 256 p.
- Citerin M. 1992. Clé analytique du genre Coprinus. *Documents Mycologiques* T 22 fasc. 86.
- Doveri F. 2004. *Fungi Fimicoli Italici*. AMB, 1104 p.
- Ellis M.B. & Ellis J.P. 1998. *Microfungi on miscellaneous substrates*. the Richmond Publishing.
- Lecomte T. 2008. La gestion conservatoire des écosystèmes herbacés par le pâturage extensif : une contribution importante au maintien de la diversité fongique. *Bull. mycol. bot. Dauphiné-Savoie*. 191, p. 11-22.
- Lundqvist N. 1972. Nordic Sordariaceae s. lat. *Symb. Bot. Upsal*. XX, 374 p.
- Meyer M. 2008. Les myxomycètes coprophiles. *Bull. mycol. bot. Dauphiné-Savoie*, 191, p. 101-109.
- Moravec J. 2005. *A world monograph of the genus Cheilymenia*. Libri Botanici vol. 21, 256 p.
- Noordeloos M.E., Kuyper T.W. & Vellinga C. 2005. *Flora Agaricina Neerlandica* vol. 6 (*Coprinaceae, Bolbitiaceae*). CRC Press, 227 p.
- Van Vooren N. 2008. Pourquoi étudier les champignons coprophiles ? *Bull. mycol. bot. Dauphiné-Savoie*. 191, p. 5-10.

4.3. Les micromycètes phytopathogènes

4.3.1. Définition

Il s'agit de petites espèces fongiques (moins de 1 mm) qui vivent en parasite sur les plantes. Elles se développent à l'intérieur des tissus vivants de leurs hôtes et provoquent des nécroses sur les feuilles le plus souvent, mais aussi sur les tiges, les fleurs et les graines. On détecte leur présence grâce aux symptômes provoqués chez leurs hôtes :

- malformations ou déformations ;
- changements de couleur (taches, décolorations) ;
- dessèchement, nécrose ou stérilisation.

Caries et charbons : masses poudreuses noires, surtout sur inflorescences, parfois sur feuilles.



Rouilles : points orange, bruns ou noirs, surtout sur feuilles, parfois sur tiges. Certaines espèces de rouille provoquent des phénomènes de gigantisme chez leur hôte.

Oïdiums (ascomycètes) : duvet poudreux blanc recouvrant de grandes surfaces, surtout sur feuilles, parfois sur tiges.

Autres ascomycètes : malformations ou déformations des feuilles ou des tiges ou présence de petits disques gélatineux ou de petits points noirs sur des taches brunes.

Fungi imperfecti (Hyphales) : taches bien délimitées avec un feutrage, surtout sur les feuilles.

Fungi imperfecti (Coelomycètes) : petites taches brunâtres délimitées souvent bordées de noir, surtout sur les feuilles.

Note : dans le même cadre, on étudie également les mildious qui provoquent un feutrage épais ou des taches blanches, parfois lilacines, surtout sur les feuilles, qui sont souvent décolorées. Cependant, les espèces de mildious ne font plus partie du règne fongique.

4.3.2. Où les récolter ?

Partout où les plantes vivent, en plaine comme à la montagne, dans les lieux humides et les terrains secs, au hasard des investigations, parfois dans des lieux inattendus. Les stations les plus riches sont celles où la diversité florale est la plus grande et où le taux d'humidité est élevé (zones humides, mégaphorbiaies, tourbières, bordures de plans d'eau).

4.3.3. Comment les repérer et les récolter ?

Pour repérer ces petites espèces, il suffit de bien ouvrir les yeux pour découvrir les symptômes sur les plantes ou les portions de plantes parasitées. Il faut être équipé d'une bonne loupe de poche (un grossissement $\times 10$ est suffisant) et de pochettes en plastique (contrairement aux macromycètes) pour conserver l'humidité des échantillons et favoriser la production de carpophores de certaines espèces. Pour la récolte, aucun matériel particulier n'est requis en général, le prélèvement de feuilles, de tiges ou de rameaux pouvant être fait manuellement. Seule une paire de ciseaux ordinaires peut être utile pour le prélèvement de feuilles piquantes.

4.3.4. Comment les conserver ?

À part les ascomycètes, tous les micromycètes parasites des plantes peuvent être séchés avec les plantes hôtes pour une étude ultérieure, de la même façon que l'on sèche des plantes pour mise en herbier, entre des journaux et sous presse, avec remplacement des journaux une fois ou deux jusqu'à dessèchement complet des échantillons. Pour les ascomycètes, il est préférable d'étudier les échantillons sur le frais, la dessiccation pouvant modifier la taille des éléments microscopiques, en particulier des spores.

4.3.5. Comment déterminer les espèces ?

Matériel spécifique

Pour étudier les échantillons, il est nécessaire de disposer :

- d'une loupe binoculaire pour observer les portions de plantes à étudier ;
- d'une lampe à alcool pour chauffer les préparations (étude du matériel sec).

Méthodes de préparation des échantillons

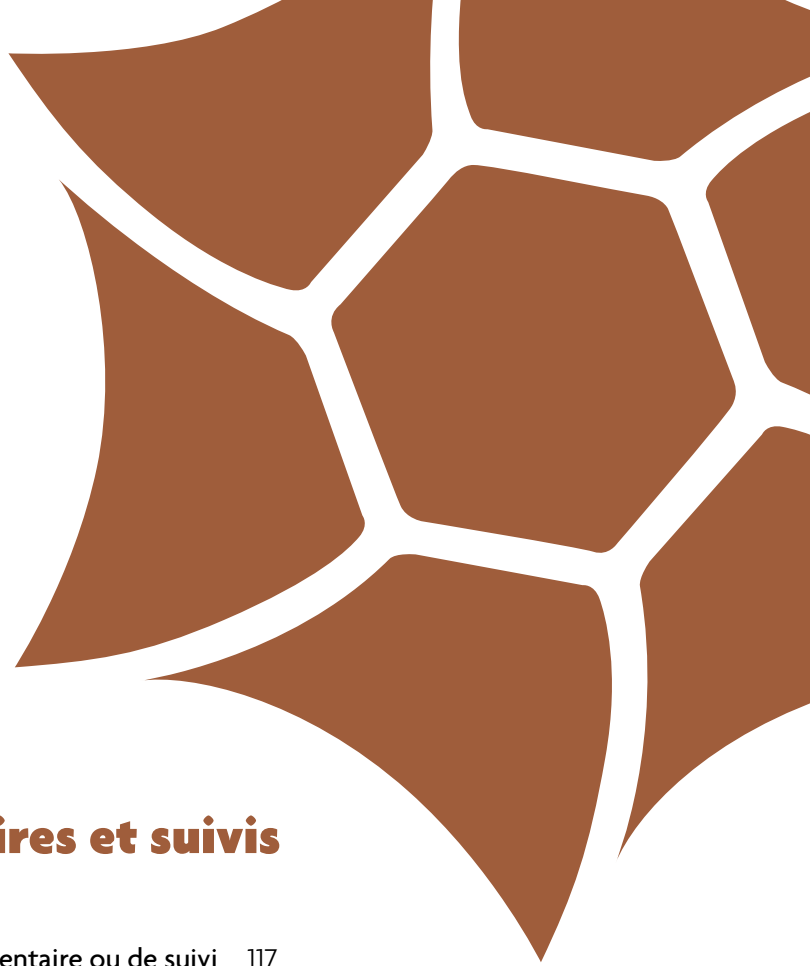
Elles sont les suivantes, selon les types de micromycètes :

- *rouilles, caries et charbons, mildious* : on prélève des masses de spores ou de conidies dans les zones fertiles, on met dans le liquide d'observation puis on chauffe (étude sur matériel sec, avec bleu coton lactique principalement),
- Imparfaites (*Hyphales, Coélomycètes*) : on prélève une zone parasitée de la plante, on met dans le liquide d'observation puis on chauffe étude sur matériel sec, avec bleu coton lactique principalement),
- Ascomycètes : on prélève une zone parasitée de la plante, on met dans le liquide d'observation, mais on ne chauffe pas (étude sur le matériel frais, avec rouge congo aqueux ou ammoniacal et réactif de Melzer).

4.3.6. La documentation

L'étude des micromycètes parasites des plantes nécessite l'emploi d'une documentation adaptée, composée des ouvrages de base suivants, éventuellement complétés par des publications plus spécialisées :

- Bolay A. 2005. *Les Oïdiums de Suisse (Erysiphacées)*. Cryptogamica Helvetica 20, 176 p.
- Brandenburger W. 1985. *Parasitische Pilze an Gefäßpflanzen in Europa*. Flore des Micromycètes parasites des plantes. Ed. Gustav Fisher, Stuttgart, 1248 p.
- Braun U. 1987. *A monograph of the Erysiphales (powdery mildews)*. Ed. J. Cramer, Berlin und Stuttgart, 700 p.
- Braun U. 1995. *A monograph of Cercospora, Ramularia and allied Genera (Phytopathogenic Hyphomycetes)*. Vol. I., Ed. I.H.W., München, Stuttgart, 333 p.
- Braun U. 1998. *A monograph of Cercospora, Ramularia and allied Genera (Phytopathogenic Hyphomycetes)*. Vol. II., Ed. I.H.W., München, Stuttgart, 493 p.
- Braun U. & Melnik V. A. 1997. *Cercosporoid fungi from Russia and adjacent countries*. Russian academy of sciences, St. Petersburg, Russia, 130 p.
- Braun U. & Crous P. W. 2003. *Mycosphaerella and its anamorphs*. Fungal Biodiversity Centre, Utrecht, The Netherlands, 571p.
- Ellis M. B. & Ellis P. J. 1997. *Microfungi on land Plants. An identification Handbook*. International Mycological Institute, Kew, Surrey, England, New enlarged Edition the Richmond Publishing Co., 868 p.
- Mel'nik V. 2000. *Key to the fungi of the genus Ascochyta Lib. (Coelomycetes)*. Parey Buchverlag, Berlin, 192 p.
- Van der Aa H.A. & Vanev S. 2002. *A revision of the species described in Phyllosticta*. Ed. by Centraalbureau voor schimmelcultures, Utrecht, the Netherlands, 510 p.
- Vanky K. 1994. *European smut fungi*. Ed. Gustav Fischer, Stuttgart, 571 p.
- Viennot-Bourgin G. 1956. *Mildious, Oïdiums, Caries, Charbons, Rouilles des Plantes de France*. Ed. Lechevalier, Paris. Tome I : texte, 317 p. Tome II : atlas, 89 planches.



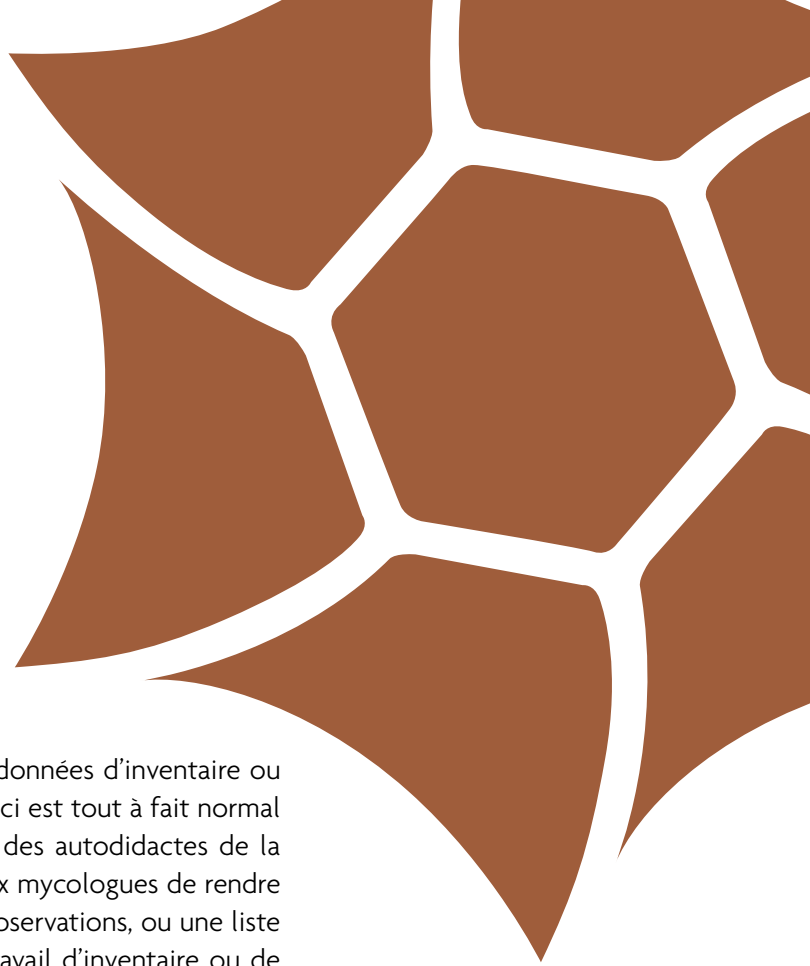
Chapitre 5

Interprétation des inventaires et suivis fongiques

1. Présentation générale et évaluation du travail d'inventaire ou de suivi	117
1.1. L'indice de représentativité de l'inventaire (Ir)	117
1.2. Recherche des différentes guildes trophiques	119
1.3. Diversité fongique relative à la flore et aux habitats	119
1.4. Représentation graphique des résultats	120
2. Diversité	123
2.1. Diversité fongique (Df)	123
2.2. Diversité aréale (Da)	124
2.3. Indice d'abondance des espèces les plus typiques du site (Ia)	124
2.4. Fréquence d'apparition des espèces les plus typiques du site (F)	125
3. Spectre biologique (Sb) des cortèges fongiques	125
3.1. Outil numérique nécessaire	125
3.2. Spectre biologique d'un site (Sb)	126
3.3. Calcul de l'indice de spectre biologique forestier (Sbf)	127
4. Recherche des interactions entre sols, plantes et champignons	128
4.1. Caractérisation du pH	128
4.2. Caractérisation des conditions stationnelles à l'aide des plantes	129
5. Outil de bioévaluation mycologique — base de données saproxyliques : un outil du Conservatoire botanique national des Pyrénées et de Midi-Pyrénées	130
5.1. Contexte	130
5.2. Objectifs	130
5.3. Historique de réalisation	130
5.4. Objectifs opérationnels pour la poursuite du développement de l'outil	131
5.5. Contact	132
6. Bioévaluation fongique en milieux humides : un outil du Conservatoire botanique national des Pyrénées et de Midi-Pyrénées	132
6.1. Contexte et objectifs	132
6.2. Résumé de la démarche	133
6.3. Contact	133
7. Patrimonialité	134
7.1. Les listes rouges	134
7.2. Les espèces déterminantes	137
7.3. Présentation des espèces d'intérêt	137
7.4. Calcul de l'indice de patrimonialité (Ip)	137
8. Présentation synthétique des données d'une étude	139



Clavulinopsis corniculata © Y. Sellier



De manière générale, c'est dans l'interprétation des données d'inventaire ou de suivi que les mycologues sont le moins à l'aise. Ceci est tout à fait normal du fait que ces derniers sont pour la quasi-totalité des autodidactes de la discipline. L'objet de ce chapitre est de permettre aux mycologues de rendre des résultats interprétés, et non de simples listes d'observations, ou une liste d'espèces. Et dans le cas où le site bénéficie d'un travail d'inventaire ou de suivi, cela doit permettre au gestionnaire d'en évaluer la qualité et de réaliser une partie des interprétations seul. Ce chapitre regroupe différents outils qui ne sont pour certains qu'empiriques, d'autres sont au contraire déjà assez robustes et testés. Dans l'objectif de donner à l'utilisateur une vision sur les outils, chaque élément est critiqué de manière à comprendre les contraintes et limites de chaque outil d'interprétation.

1. Présentation générale et évaluation du travail d'inventaire ou de suivi

Il est nécessaire de rappeler ici que la pression d'observation sur une zone donnée, dans un habitat, une parcelle... et la récurrence des relevés sont décisives pour permettre un diagnostic à partir des espèces fongiques. La faible présence des carpophores, les impacts météorologiques, liés aux contraintes de temps des prospecteurs, limitent parfois, lors d'un faible nombre de relevés, la lisibilité et l'exploitation des données fongiques. Il est donc dans un premier temps nécessaire de savoir si le travail réalisé est interprétable, s'il reste un grand nombre d'espèces à découvrir, ou si la démarche permet d'avoir une vision représentative du cortège fongique. Pour ce faire, il existe actuellement un seul outil : l'indice de représentativité.

1.1. L'indice de représentativité de l'inventaire (Ir)

Avant d'exploiter les données et de tenter de confronter les listes d'espèces obtenues aux différents indices, il est primordial de s'assurer que les données récoltées sont suffisantes et représentatives du cortège fongique présent sur la zone d'étude. Rappelons ici que l'exhaustivité n'est pas le but poursuivi dans le cadre d'un inventaire fongique, car elle semble impossible à atteindre (Straatsma *et coll.* 2001), même si, pour certains groupes de champignons, il est possible d'en avoir une vision très représentative après plusieurs sorties.

Pour savoir quels sont l'état et l'exploitabilité des inventaires menés, il faut les confronter à l'indice de représentativité comme suit.

Les espèces rencontrées une seule fois au cours de la période d'étude peuvent être des taxons rares ou d'apparition sporadique, mais un nombre important d'espèces vues une seule fois peut signifier un nombre de relevés trop faible par rapport à la diversité fongique du site. Le calcul de l'indice de représentativité, selon une méthode proposée par Pierre-Arthur Moreau dans sa thèse sur l'analyse écologique et patrimoniale des champignons supérieurs dans les tourbières des Alpes du Nord (Moreau 2002), permet d'évaluer la « puissance » de l'échantillonnage. La formule est la suivante :

$$I_r = 1 - N_u / N_t$$

(où N_u est le nombre d'espèces vues une seule fois et N_t le nombre total d'espèces).

L'interprétation de cet indice peut être faite selon les valeurs du tableau ci-dessous (Tableau 3) :

Tableau 3 : Interprétation de l'indice de représentativité

Indice de représentativité (I_r)	Évaluation de l'échantillonnage
$I_r \leq 0,30$	Non significatif
$0,31 \leq I_r \leq 0,40$	Insuffisant
$0,41 \leq I_r \leq 0,60$	Représentatif
$I_r \geq 0,60$	Exhaustif

Les données peuvent être soumises à une analyse plus poussée seulement lorsque l' I_r égale ou dépasse 0,41.

Il faut être conscient que la valeur de cet indice n'évolue pas de manière linéaire. Son évolution va être fonction des études menées, du mode de prospection et des personnes qui pratiquent l'inventaire. En effet, si vous ne parcourez que les pelouses à la recherche de macromycètes, mais que cela est fait 50 fois, vous allez saturer l'indicateur et évaluer que votre inventaire est exhaustif ! Or il suffira de faire passer un spécialiste des micromycètes phytopathogènes une seule fois (découverte de beaucoup d'espèces) pour faire baisser la note de votre indice. Attention donc à une interprétation trop rapide de cet indicateur.

Il faut le conditionner à un milieu, un protocole, un groupe de champignons ciblé, voire une équipe de mycologues précise. Exemple : dans le cadre de la recherche des macromycètes des pelouses de l'habitat X (ou du complexe d'habitats Y et Z ou des parcelles A et B...), l'indice de représentativité indique un échantillonnage représentatif, les résultats sont donc analysables.

Il est rappelé que même avec un indice de représentativité « représentatif », il peut encore se faire des découvertes sur le site étudié. D'où l'importance de faire un nombre de relevés minimum sur quelques années.

Une manière très intéressante de visualiser cet indice est simplement de le représenter graphiquement (cf. Figure 119 ci-après).

Indice de représentativité (I_r) de l'échantillonnage global du site (Sellier *et coll.* 2014) :

$$I_r = 1 - (224/457) = 0,49$$

L'indice de représentativité est donc « représentatif », mais on peut faire remarquer que cela représente tout de même beaucoup d'espèces observées une seule fois, et qu'il serait intéressant de poursuivre les investigations. Lors de la réalisation de ce graphique (2014), la Réserve Naturelle du Pinail comptait 457 espèces de champignons, en décembre 2019, l'inventaire fait état de 628 espèces. Mais l'inventaire de 2019 regroupe l'étude de groupes de champignons encore non explorés (phytopathogènes, fimicoles...). Cela réaffirme la nécessité de contextualiser l'utilisation de cet indicateur.

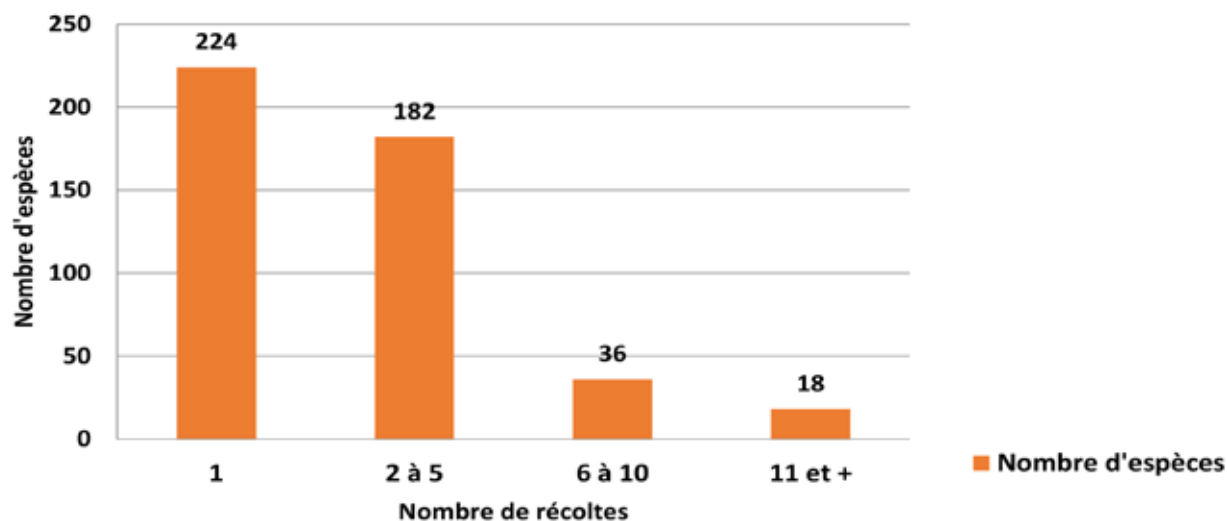


Figure 119 : Nombre de récoltes par espèce

1.2. Recherche des différentes guildes trophiques

De manière à savoir si l'on a cherché à observer l'ensemble des groupes fonctionnels et à se rendre compte de la diversité des niches écologiques, on peut rechercher s'il y a au moins quelques espèces pour chacun des groupes trophiques connus (cf. chapitre 1). Car au-delà de groupes très recherchés comme les ectomycorhiziens ou les saprotrophes lignicoles, il y a souvent une part de la diversité qui reste non étudiée tel les champignons fimicoles, les hypogés, les lichénicoles, les phytopathogènes, les strobilicoles...

Si la complétude est recherchée, il n'y a pas d'indice disponible pour caractériser cet état, il peut de manière indicative simplement indiquer le ratio entre les guildes existantes et les guildes recherchées ou trouvées lors de l'étude (Sellier *et coll.* 2014).

1.3. Diversité fongique relative à la flore et aux habitats

Il n'a pas été possible, pour le moment d'indiquer une liste d'espèces fongiques potentielles par rapport à la liste des végétaux et des habitats (macro-habitats et micro-habitats) d'un site. Mais à terme, avec une connaissance précise de l'écologie des espèces fongiques, ce genre de travail devrait émerger, comme le propose déjà Corriol pour certains habitats humides (cf. partie ci-après).

Un travail très conséquent reste à réaliser, mais cet indicateur semble être très prometteur, car la diversité de la fonge est de longue date mise en relation avec la diversité végétale. Elle a servi à Hawksworth (Hawksworth 2001, Hawksworth & Lücking 2017) et Taylor (Taylor *et coll.* 2014) pour proposer des évaluations du nombre d'espèces fongiques au niveau mondial. Évidemment, une part des espèces dépend aussi de la faune, mais la part la plus significative des espèces observables est en lien avec des symbioses ou la dégradation de la matière organique végétale.

1.4. Représentation graphique des résultats

Une manière simple et efficace d'évaluer l'état des connaissances fongiques repose sur l'interprétation visuelle des résultats et de la forme des courbes obtenues. Seront montrés ici quelques exemples de graphiques simples à réaliser avec un tableur et très efficaces pour évaluer l'état d'avancement des connaissances. Ces graphiques sont extraits d'un inventaire global mené sur la Réserve Naturelle du Pinail — 109 sorties terrain pour 459 espèces (Sellier *et coll.* 2014).

1.4.1. Progression de l'inventaire d'un site

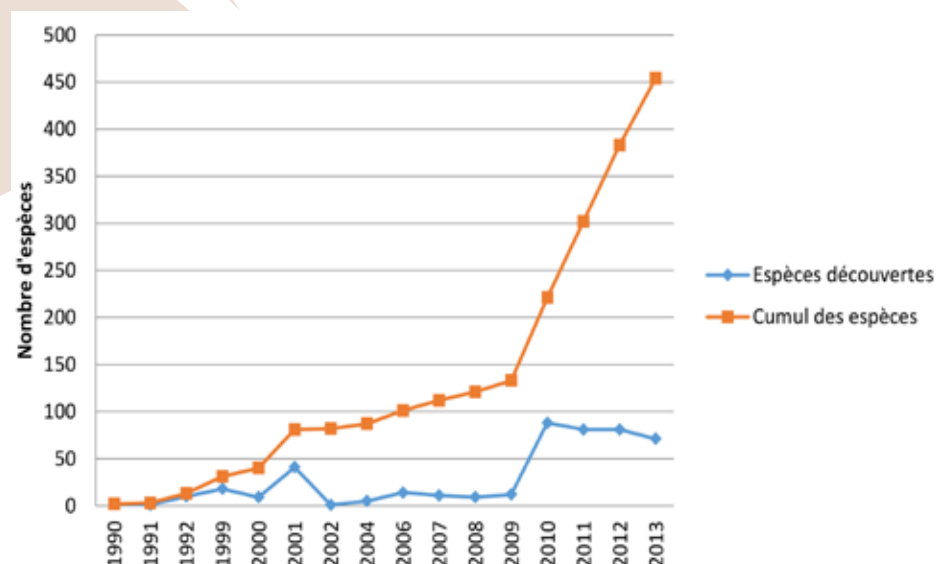


Figure 120 : Progression de l'inventaire fongique de la Réserve Naturelle du Pinail

Il peut être observé (Figure 120) que l'inventaire du site présente une progression en 2 phases qui est très marquée et quasi exponentielle à partir de 2010, du fait de la mise en place d'un inventaire à partir de cette année-là. La courbe ne semble pas, pour le moment, montrer de signes de fléchissement dans la découverte d'espèces. Dans de telles conditions, il est évident que l'inventaire doit continuer.

1.4.2. Rendement des découvertes fongiques

Si l'on regarde de plus près un indice de rendement des découvertes (nombre d'observations/nombre de découvertes), on peut en déduire combien il faut d'observations en moyenne pour réaliser une découverte d'espèce.

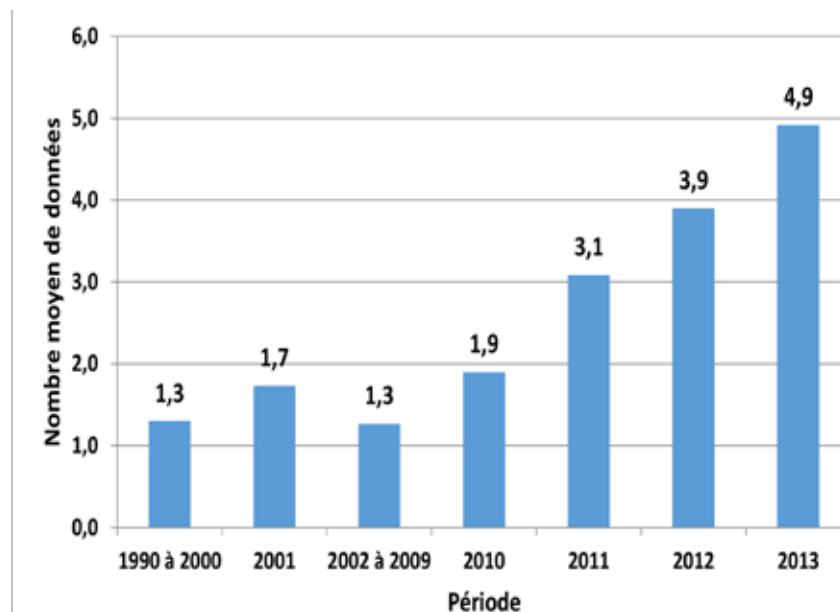


Figure 121 : Évolution du ratio entre données obtenues et espèces découvertes

Sur le graphique (Figure 121) ont été regroupés les éléments de 1990 à 2000 et de 2002 à 2009, car il y avait pendant ces périodes très peu de données.

De 1990 à 2009, il se découvrait une espèce à chaque observation ou toutes les deux observations. Ces chiffres sont en partie biaisés par le fait qu'il était principalement répertorié les observations comportant les nouvelles espèces, et l'inventaire en était à ses balbutiements. À partir de 2010, les données sont plus nombreuses, le concept était de noter tout ce qui était observé (déjà vu ou non). On voit nettement, depuis 2010, qu'il est nécessaire d'augmenter le nombre d'observations chaque année pour trouver une nouvelle espèce. Il n'empêche que cela reste remarquable. En 2013, toutes les 5 observations il était fait une découverte ! Peu de sciences permettent un tel flot, un tel rendement de découvertes sur un site.

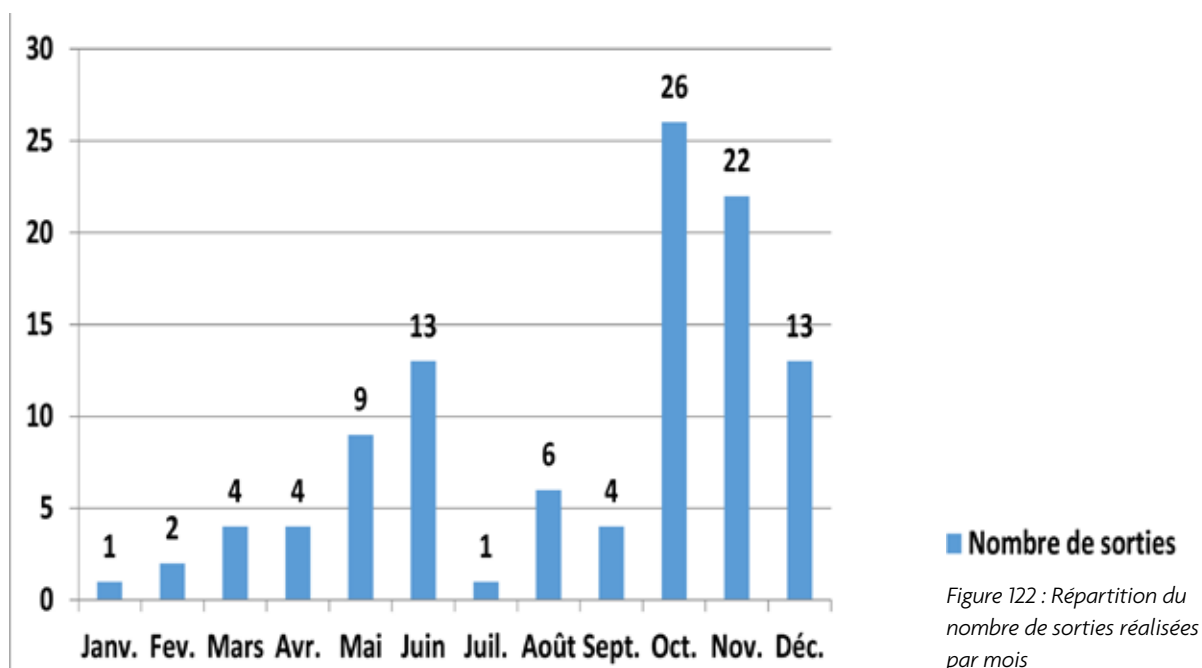
L'évolution de ce ratio semble être un bon marqueur de l'évolution de l'inventaire. En effet, plus il est nécessaire d'avoir un grand d'observations pour découvrir une nouvelle espèce, plus on se rapproche de « l'exhaustivité ».

Une échelle serait à établir à la lumière de l'analyse de nombreux sites dont la connaissance est très avancée. Cela permettrait de qualifier simplement la notion d'effort à fournir pour améliorer les connaissances au regard des domaines de compétences des mycologues pratiquant cette étude. Ces éléments seraient à mettre en parallèle de l'indice de représentativité.

Les précautions précédemment citées sont essentielles, car si un spécialiste de groupes particuliers (ascomycètes lichénicoles ou aquatiques, champignons coprophiles, champignons herbicoles, rouilles...) venait à entrer dans le groupe de travail, cela relancerait une dynamique de découverte.

1.4.3. Répartition temporelle des données et découvertes

Pour analyser la pertinence de la répartition temporelle des relevés, un graphique se révèle une fois de plus utile, car il permet de voir les manques, de contextualiser les découvertes ou les rythmes d'acquisition des données selon les périodes (cf. graphique ci-après). L'analyse sera à mettre en cohérence avec différents éléments tels que la région, le climat, l'altitude... Mais quoi qu'il en soit cela permet de prendre du recul sur l'acquisition de connaissances.



On peut y observer (Figure 122) que les mois de mai, de juin et la fin de l'année ont concentré la majorité des sorties de terrain. Mais pour être tout à fait juste, il aurait fallu (et il faut) noter les sorties infructueuses dans la base de

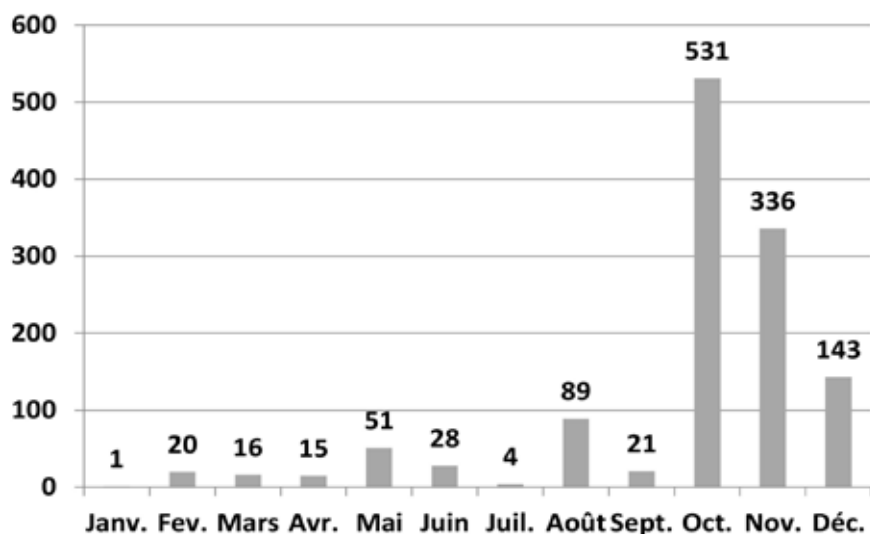
données, ce qui fut le cas en septembre à plusieurs reprises (problème de décalage phénologique des poussées observées dans la Vienne).

Pour une analyse objective, il faut bien retenir que toutes les sorties ne se valent pas selon le nombre de personnes, la durée de la sortie, les milieux prospectés, les spécialités des mycologues... Par exemple, au cours d'une session de la Société mycologique du Poitou (différents experts présents), la sortie du 19 octobre 2013 a permis de répertorier 121 données concernant 91 espèces et de découvrir 31 nouvelles espèces.

On peut noter, en revanche, que les champignons sont présents à toutes les époques de l'année, en plus ou moins grand nombre, ce qui souligne l'intérêt de prospecter sur l'ensemble de l'année pour maximiser les découvertes (Figures 123 et 124). En effet, le diagramme des découvertes ci-dessous dessine le même canevas. Il semble d'ailleurs que les mois de mai et d'août soient des mois assez intéressants en dehors de la faste période automnale.

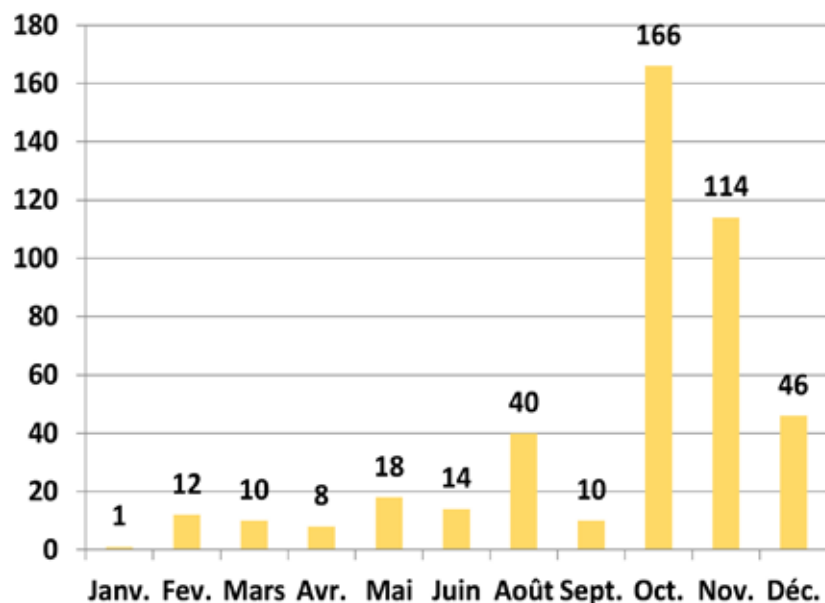
■ Nombre de données

Figure 123 : Nombre de données obtenues par mois



■ Nombre de découvertes

Figure 124 : Nombre de découvertes effectuées par mois



Il convient tout de même de noter que les principales découvertes ont eu lieu en octobre, novembre, décembre et août (Figure 124). Il ressort de l'analyse que des efforts de prospection sont peut-être à réaliser au printemps, notamment sur les micromycètes et certains macromycètes typiquement printaniers.

1.4.4. Rentabilité des sorties mycologiques

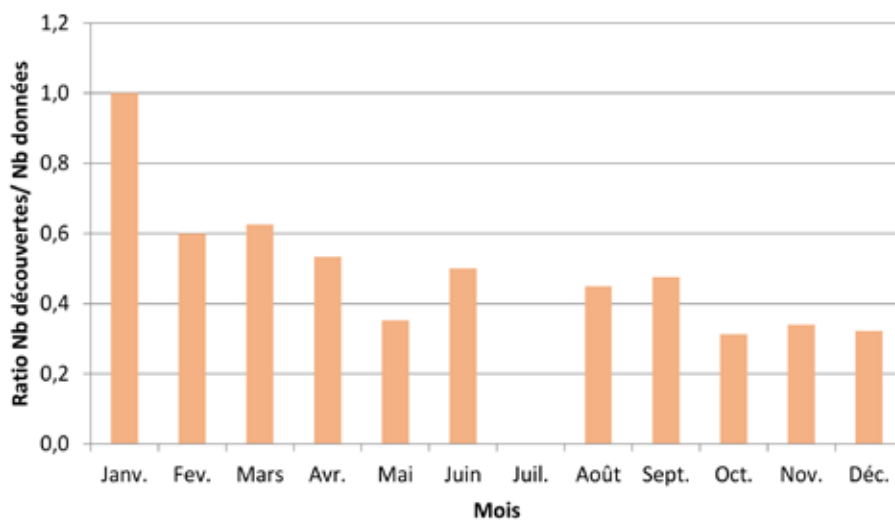


Figure 125 : Rentabilité des sorties mycologiques par mois

Si l'on enregistre une relation entre les observations et les découvertes (nombre de découvertes/nombre de données), on peut aussi noter que les mois les plus « rentables » (proche de la valeur 1) en terme de découvertes pour l'inventaire sont ceux pour lesquels il a souvent été réalisé le moins de sorties et le moins de découvertes, comme les mois de janvier à avril par exemple (Figure 125). Des sorties récurrentes à ces périodes (début d'année) permettraient de valider ou non l'intérêt (peu d'espèces souvent identiques) de ces périodes sur la réserve, assez pauvres de manière générale.

2. Diversité

2.1. Diversité fongique (Df)

La diversité fongique correspond au nombre d'espèces observées sur un site global. Elle est liée à celle des sols, des espèces végétales (notamment des essences ectomycorhizogènes), animales, fongiques et des habitats présents sur le site.

Cet indice est empirique, mais permet néanmoins d'évaluer globalement la diversité fongique d'un site. Il est scindé en deux sous-indices :

- La diversité fongique des sites à milieux mixtes (Dfm) (ouverts : pelouses, prairies ; ou fermés : ourlets, fourrés et forêts) (Sugny 2012) (Tableau 4) :

Tableau 4 : Interprétation de diversité fongique en milieux mixtes

Diversité fongique (Dfm)	Interprétation
Df < 250	Faible
250 < Df < 350	Moyenne
350 < Df < 450	Élevée
Df > 450	Très élevée

- La diversité des sites (Dfp) composés strictement de milieux ouverts : prairies et pelouses (Sugny & Sellier 2019) (Tableau 5), ceci exclut les espèces mycorhiziques :

Tableau 5 : Interprétation de la diversité fongique en milieux ouverts

Diversité fongique (Dfp)	Interprétation
$Df < 40$	Faible
$40 < Df < 70$	Moyenne
$70 < Df < 100$	Élevée
$Df > 100$	Très élevée

Même si la diversité fongique semble plus liée à l'historique de gestion et au bon état de conservation des milieux (Sugny & Sellier 2019), cet indice fournit une valeur complémentaire lors de la comparaison de sites de taille assez similaire.

Il faut garder à l'esprit que cet indicateur est une valeur absolue et non relativisée vis-à-vis de la surface ou des milieux présents. Sa valeur reste empirique pour vulgariser un volume de découvertes et un nombre d'espèces. Mais cet indicateur ne saurait résister à la confrontation avec une diversification des espèces d'arbres ou de milieux sur une même surface. Ceci est donc très simplifiant et à utiliser avec beaucoup de précautions.

2.2. Diversité aréale (Da)

La diversité aréale représente le nombre d'espèces à l'hectare (Vaesken 2010). Cet indice nécessite une pondération impossible à réaliser lors de la réalisation de l'étude d'un seul site, puisqu'elle implique de connaître la moyenne des diversités aréales de plusieurs sites d'une zone géographique. De plus, cet indice ne tient pas compte des types de milieux, mais il a été élaboré dans le cadre d'étude de milieux forestiers. Il est enfin très sensible à la surface des sites et au nombre de prospections terrain. Pour ces raisons, **l'emploi de cet indice sera réservé à la comparaison de sites (placettes ou ensemble de placettes) de 1 ha et en milieu forestier**. Cet indice doit, dans la mesure du possible, être utilisé sur des placettes pour lesquelles la pression d'observation (nombre de relevés et temps de prospection) est similaire.

L'interprétation de la diversité aréale peut être faite selon les critères du tableau ci-dessous (Tableau 6) :

Tableau 6 : Interprétation de la diversité aréale

Diversité aréale (Da)	Interprétation
$Da < 5$	Faible
$5 < Da < 15$	Moyenne
$15 < Da < 30$	Élevée
$Da > 30$	Très élevée

Cet indice trouve aussi un sens lors de la comparaison de placettes ou ensemble de placettes dont la surface cumulée est de 1 ha.

2.3. Indice d'abondance des espèces les plus typiques du site (Ia)

Inspiré de différents auteurs (Barkmann 1976 ; Senn-Irlet 1986 ; Moreau 2002), cet indice est ici simplifié. Les indices d'abondance correspondent aux meilleurs relevés effectués (plus haute abondance relevée des carpophores par zone de relevé) par relevé ou ensemble de relevés. Ils permettent de caractériser les quantités de champignons observés dans des conditions de poussées

favorables. Le résultat prend la forme d'une liste présentant simplement les espèces les plus représentées par habitat, zone d'étude...

2.4. Fréquence d'apparition des espèces les plus typiques du site (F)

La fréquence caractérise les cycles de production de carpophores des espèces et correspond au nombre de sorties au cours desquelles les espèces ont été observées.

Cette fréquence se calcule de la manière suivante :

$$F = N_{bo} / N_{br}$$

Où N_{bo} = nombre d'observations de l'espèce et N_{br} = nombre de relevés terrain

Ce calcul sert à déterminer les espèces les plus fréquemment observées sur le site d'étude, mais aussi à noter une évolution de ces fréquences qui peuvent être liées à des variations de facteurs abiotiques (température, humidité du sol...) ou des processus en cours poussant l'espèce étudiée dans ses limites de valence écologique. Cette approche trouve son sens dans une vision à long terme pour caractériser notamment les impacts des modes de gestion ou les évolutions à moyen ou long terme de facteurs écologiques.

3. Spectre biologique (Sb) des cortèges fongiques

3.1. Outil numérique nécessaire

Afin de pouvoir réaliser l'analyse des spectres biologiques des espèces, il est nécessaire de télécharger ces traits de vie sur le site de SERENA 2 pour les incrémenter à la base de données où sont regroupées les données des études réalisées. Le lien de téléchargement est :

http://www.serena-rnf.net/v2/rnf_software.htm

Il vous suffira d'importer les données contenues dans le fichier nommé « serdat-statut_trophique_fonge_2017.txt », - cela prend quelques minutes -, puis d'incrémenter le champ « TAX1_CHA_StaToph » dans vos tableaux d'export d'observations.

Les références des statuts trophiques (décrites au chapitre 1) ont été mises à disposition par R. Courtecuisse, mises en forme par Y. Sellier, et intégrées à SERENA 2 par P. Girard, elles concernent 25 515 taxons (dont les synonymes) de basidiomycètes métropolitains. Ces statuts ne sont donc pas encore disponibles pour les ascomycètes.

Les valeurs uniques regroupées dans cette table sont les suivantes :

Associée aux mousses

Associée aux mousses ou saprotrophe herbicole

Associée aux mousses ou saprotrophe humicole

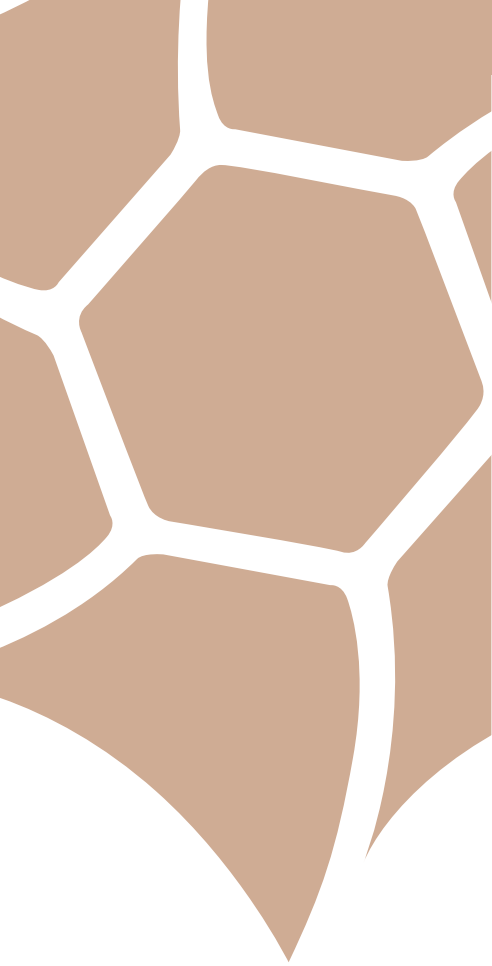
Basidiolichen

Ectomycorhizienne

Lichenicole

Parasite

Parasite biotrophe



Parasite biotrophe fongicole
 Parasite biotrophe herbicole
 Parasite biotrophe lichénicole
 Parasite fongicole
 Parasite nécrotrophe fongicole
 Parasite nécrotrophe herbicole
 Parasite nécrotrophe lichénicole
 Parasite nécrotrophe lignicole
 Parasite nécrotrophe lignicole ou saprotrophe lignicole
 Saprotrophe
 Saprotrophe coprophile
 Saprotrophe coprophile ou saprotrophe herbicole
 Saprotrophe coprophile ou saprotrophe humicole
 Saprotrophe coprophile ou sur rémanents divers (paillis, écorces, mulch, etc.)
 Saprotrophe foliicole
 Saprotrophe foliicole ou saprotrophe herbicole
 Saprotrophe foliicole ou saprotrophe humicole
 Saprotrophe herbicole
 Saprotrophe herbicole ou saprotrophe lignicole
 Saprotrophe humicole
 Saprotrophe humicole ou associée aux mousses
 Saprotrophe humicole ou ectomycorhizienne incertaine
 Saprotrophe humicole ou mycorhizique incertaine
 Saprotrophe humicole ou saprotrophe coprophile
 Saprotrophe humicole ou saprotrophe herbicole
 Saprotrophe humicole ou saprotrophe lignicole
 Saprotrophe humicole ou saprotrophe pyrophile
 Saprotrophe humicole ou sur rémanents divers (paillis, écorces, mulch, etc.)
 Saprotrophe lichénicole
 Saprotrophe lignicole
 Saprotrophe lignicole ou parasite nécrotrophe lignicole
 Saprotrophe lignicole ou saprotrophe foliicole
 Saprotrophe lignicole ou saprotrophe herbicole
 Saprotrophe lignicole ou saprotrophe humicole
 Saprotrophe ou ectomycorhizienne
 Saprotrophe pyrophile
 Saprotrophe strobilicole

3.2. Spectre biologique d'un site (Sb)

Cet outil peut être particulièrement pertinent dans le cadre de la caractérisation des impacts des modes de gestion. Avec par exemple des spectres établis entre diverses parcelles de landes gérées de manières différentes. Dans des habitats identiques gérés par fauche manuelle, pâturage et brûlis dirigé, les spectres biologiques vont révéler pour un même habitat des espèces de fonges spécifiques ou affines aux différents modes de gestion (Sellier *et coll.* 2014). Dans les landes gérées pas brûlis dirigés, les espèces pyrophiles feront leur apparition dans le spectre biologique, alors que les saprotrophes lignicoles seront représentées en moins grand nombre ; de même, les ectomycorhiziens seront absents, les arbres ne résistant pas au passage du feu. En revanche, dans les zones pâturées les fimicoles seront représentés en plus grand nombre, même si une partie d'entre eux peuvent se retrouver sur les fientes des animaux sauvages. De même, la présence ou l'absence d'espèces associées aux sphaignes, dans l'analyse des sites de landes humides, mettra en exergue la présence ou non de niches écologiques spécifiques.

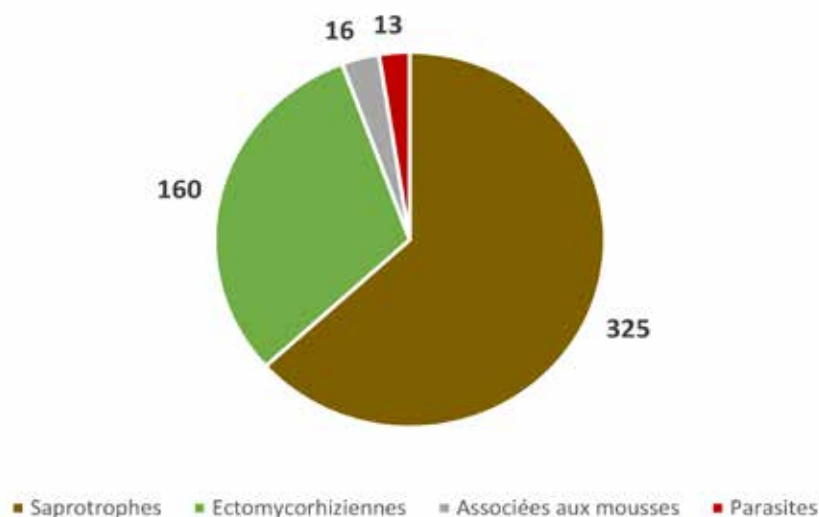


Figure 126 : Spectre biologique global des basidiomycètes de la RNN du Pinail

En globalisant par grandes catégories, ce spectre (Figure 126) permet de voir la répartition des espèces à l'échelle d'un site ou d'une parcelle. Ces graphiques peuvent être informatifs sur différents points avec par exemple :

- présence/absence d'arbres, ou influence de ces derniers sur un milieu ouvert (proportion d'espèces ectomycorhiziennes en prairie),
- déterminer la proportion d'espèces associées aux mousses en milieux tourbeux.

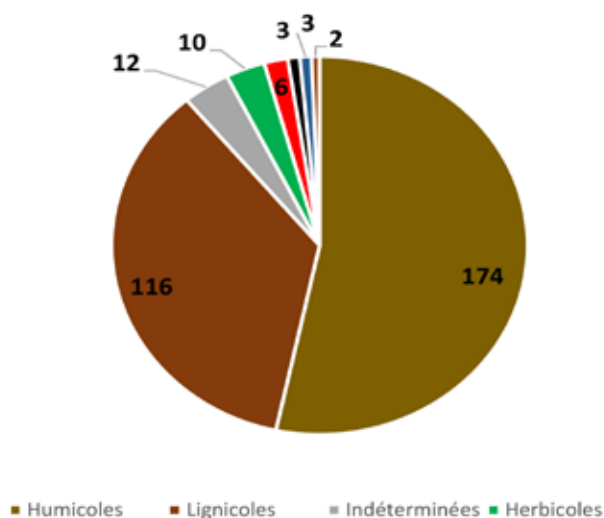


Figure 127 : Détail des statuts trophiques des espèces de basidiomycètes saprotrophes de la RNN du Pinail

Ces spectres (Figure 127) sont plus informatifs lorsque l'on regarde dans le détail. Ici la présence des espèces pyrophiles indique une gestion par brûlage dirigé. Ces spectres seront particulièrement intéressants lors de la comparaison de modes de gestion d'un même habitat par la fonge (ex. des landes gérées par brûlis, pâturage, fauche ou en évolution libre (Sellier en prep.).

3.3. Calcul de l'indice de spectre biologique forestier (Sbf)

De nombreuses espèces de champignons dépendent d'essences forestières spécifiques, car leur mycélium forme des ectomycorhizes avec les racines des arbres pour des échanges à bénéfices réciproques. Or, ce délicat équilibre est gravement perturbé par tout apport de nutriments provenant de diverses sources (pollution atmosphérique, eau polluée (nitrates) dans les ripisylves inondables, proximité de champs traités aux engrais chimiques, etc.). Les apports d'azote dans le sol, par exemple, empêchent les champignons mycorhiziens d'entrer en symbiose avec les racines des arbres, surtout dans les forêts implantées sur des sols pauvres et acides. C'est ainsi que certaines espèces mycorhiziennes très spécialisées cèdent du terrain à des espèces qui le sont moins, d'où un recul

local de leurs populations. Pour permettre d'évaluer l'équilibre fonctionnel d'un boisement, la notion de **spectre biologique mycologique** a été introduite. Le suivi de l'évolution de ce spectre (rapport nombre d'espèces mycorhiziennes/ nombre d'espèces saprophytes) dans les forêts est un bon indicateur de la santé des écosystèmes forestiers, car il permet de mesurer l'impact des apports d'azote sur les mycorhizes (Leite 2008). L'ensemble de la fonge saprophyte permettant le recyclage de la matière organique est prise en considération pour tenir compte de l'ensemble des décomposeurs (bois mort, litière, etc.).

Le spectre biologique se calcule de la manière suivante :

$$\text{Spectre biologique forestier (Sbf)} = \text{NbM} / \text{NbS}$$

Où NbM = le nombre d'espèces mycorhiziennes

NbS = le nombre d'espèces saprotrophes (S, SFu, SFo, SHe, SL, SC)

L'interprétation du spectre biologique peut être faite selon les critères du tableau ci-dessous :

Tableau 7 : *Interprétation du spectre biologique forestier*

Spectre biologique (Sb)	Interprétation
$Sb < 0,8$	Déficit en espèces mycorhiziennes. Tendance à l'eutrophisation liée aux apports de nitrates, parcelles trop jeunes ou <i>a contrario</i> très vieilles, ou dépérissement des arbres par maladie ou lié à la présence de parasites.
$0,8 < Sb < 1,2$	Bon équilibre biologique des zones boisées.
$Sb > 1,2$	Appauvrissement du sol en matières organiques par déficit en décomposeurs ou suite à surexploitation.

Les exploitations réalisées dans le cadre de l'étude des placettes RENECOFOR (Moreau *et coll.* 2002) réalisées sur une analyse un peu différente (ex. exclusion des saprotrophes lignicoles...) ont montré que ces spectres biologiques sont stables (d'un point de vue statistique), mais qu'il est nécessaire d'utiliser cet indice à partir d'au moins 12 sorties de terrain réparties sur 3 ans avec des conditions météo favorables (cumulation de tous les relevés sur 3 ans). Ces indices sont encore fragiles, à relativiser, et des travaux complémentaires par habitat ou ensemble d'habitats forestiers sont à mener pour fiabiliser les coefficients d'interprétation par ensemble de contextes forestiers.

Par ailleurs, il faut noter que l'interprétation de cet indice nécessite des précautions. Par exemple, dans le cadre d'inventaires réalisés sur des périodes sèches ou en sortie de canicule, seules les espèces saprotrophes de litière ou liées au bois mort seront présentes, et les mycorhiziennes peu nombreuses. Ainsi, une valeur faible de Sb peut avoir une cause non liée à la qualité du milieu inventorié.

4. Recherche des interactions entre sols, plantes et champignons

4.1. Caractérisation du pH

Les résultats obtenus permettront de caractériser les préférences des espèces de champignons par rapport au pH du sol. Les relevés sont à mettre en relation avec le tableau d'interprétation ci-dessous, selon Corriol (2003) :

Tableau 8 : Préférences fongiques édaphiques

Type de sol	Graduation de pH (Corriol, 2003)	Préférences plantes ou champignons
Très acide	pH < 4	Espèces hyperacidiphiles
Acide	4 > pH > 5	Espèces acidiphiles
Légèrement acide	5 > pH > 6	Espèces acidiclinales
Neutre	6 > pH > 7	Espèces neutrophiles
Basique	7 > pH > 8	Espèces basophiles
Hyperbasique	pH > 8	Espèces hyperbasophiles

4.2. Caractérisation des conditions stationnelles à l'aide des plantes

Un moyen désormais classique de déterminer l'écologie d'un champignon utilise la caractérisation réalisée par les plantes présentes (liste) et les critères d'une liste de référence.

C'est ainsi que les critères de Landolt (Landolt *et coll.* 2010) peuvent permettre de préciser l'écologie de la fonge (Sugny & Sellier 2019). Pour comprendre les conditions écologiques du milieu, à partir des valeurs de Landolt, il faut interpréter les critères pour chacune des espèces végétales constitutives des relevés. Ces valeurs caractérisent, pour chaque espèce, les paramètres suivants : humidité, lumière, température, continentalité, réaction, nutriments, dispersité et humus.

Ainsi, les valeurs moyennes pondérées obtenues pour chaque relevé fournissent le profil édapho-climatique des individus d'associations. Ces données sont intéressantes à mettre en relation avec les cortèges fongiques.

Ces éléments peuvent aussi servir à caractériser des impacts de gestion ou de changements globaux sur les cortèges fongiques (Mulder & de Zwart 2003).

Les critères d'Ellenberg (Ellenberg 1974) sont aussi régulièrement utilisés pour caractériser une station par l'intermédiaire des plantes présentes. Cela peut de fait être utilisé pour caractériser l'écologie des champignons. Récemment, des éléments complémentaires ont été proposés par Simmel et ses collègues (Simmel *et coll.* 2017). Ils ont adapté (nouvelle échelle) et édité les critères d'Ellenberg pour 636 espèces de macromycètes, où ils ont ajouté l'ouverture du substrat (O). Ils montrent aussi les valeurs liées à la classification de la liste rouge avec celles liées à la classification du mode de vie. De nombreux éléments sont d'intérêt pour l'analyse des traits de vie plus spécifiques des espèces les plus en danger (CR) (ouverture de l'habitat et du substrat). La table de données des 636 espèces fongiques avec leurs critères d'Ellenberg est disponible dans les outils numériques (annexe 18).

De nombreuses applications restent à explorer concernant de l'utilisation de ces éléments.

5. Outil de bioévaluation mycologique — base de données saproxyliques : un outil du Conservatoire botanique national des Pyrénées et de Midi-Pyrénées

5.1. Contexte

À l'heure actuelle, des outils opérationnels permettent d'évaluer d'accueil de la biodiversité forestière sur la base d'études de terrain succinctes et en l'absence de compétences naturalistes particulières (ex. en France avec l'Indice de Biodiversité Potentielle - IBP ; Larrieu *et coll.* 2016). Parallèlement, de nombreuses études européennes, publiées ou non, permettent d'améliorer la connaissance des *exigences écologiques de taxons précis* et de générer d'importants jeux de données, y compris concernant des *champignons saproxyliques* liés aux forêts à forte naturalité. En revanche, aucun outil ne synthétise ces connaissances disparates ni ne permet de hiérarchiser de façon objective et reproductible les enjeux mycologiques saproxyliques de peuplements forestiers sur la base de relevés naturalistes précis.

5.2. Objectifs

- Compiler et standardiser au sein d'une base de données en construction, les connaissances existantes sur les macromycètes saproxyliques européens et en particulier sur les taxons liés aux forêts à forte naturalité.
- Aboutir au développement d'un outil de calcul d'un indice d'intérêt saproxylique sur la base de relevés mycologiques fins et calibrage de cet indice en s'appuyant sur des jeux de données existants en France métropolitaine.

5.3. Historique de réalisation

2010-2012

Sélection de 279 taxons, renseignement de certains traits de vie et évaluation en tant que bio-indicateurs, sur la base de publications de listes européennes de bio-indicateurs, aboutissant à un travail inédit (V.3. Essai de liste d'espèces de champignons saproxyliques bio-indicateurs. G. Corriol, version 4.2, mars 2012).

Développement d'un **indice d'intérêt des communautés fongiques saproxyliques** (Savoie *et coll.* 2011). Extrait du rapport précité : « La liste préliminaire compte 262 champignons saproxyliques indicateurs de sapinières naturelles à forts enjeux de conservation. À chaque taxon figurant sur la liste est associée une note, attribuée suivant une échelle allant de 0,5 à 8 points, selon sa rareté et son intérêt en tant que bio-indicateur :

- RRR-RR, essentiellement dans les vieilles forêts à fort volume de bois mort : 8 points ;
- RR-R, essentiellement dans les vieilles forêts à fort volume de bois mort : 4 points ;
- R, essentiellement dans les forêts à fort volume de bois mort : 2 points ;
- AC-R, mais beaucoup plus fréquent dans les vieilles forêts à fort volume de bois mort : 0,5 point.

La note attribuée à un site correspond à la somme des notes des taxons de la liste, dont on a pu noter la présence sur le site. L'indice d'intérêt pour un site

correspond à la note du site rapportée au nombre de taxons saproxyliques total observé, le tout multiplié par 100 :

$$\text{Indice}_{\text{site1}} = \frac{(\text{Note taxon1} + \text{Note taxon2} + \dots + \text{Note taxonN}) \times 100}{\text{Nombre de taxons saproxyliques site 1...}}$$

Il a été testé, pour un site ayant bénéficié de nombreuses visites par le même observateur, avec des méthodes d'inventaires constantes, le comportement de l'indice en fonction du nombre de visites. Il est constaté que la valeur de l'indice se stabilise après 6 relevés (figure ci-dessous). Ces éléments restent à conforter par de futures études.

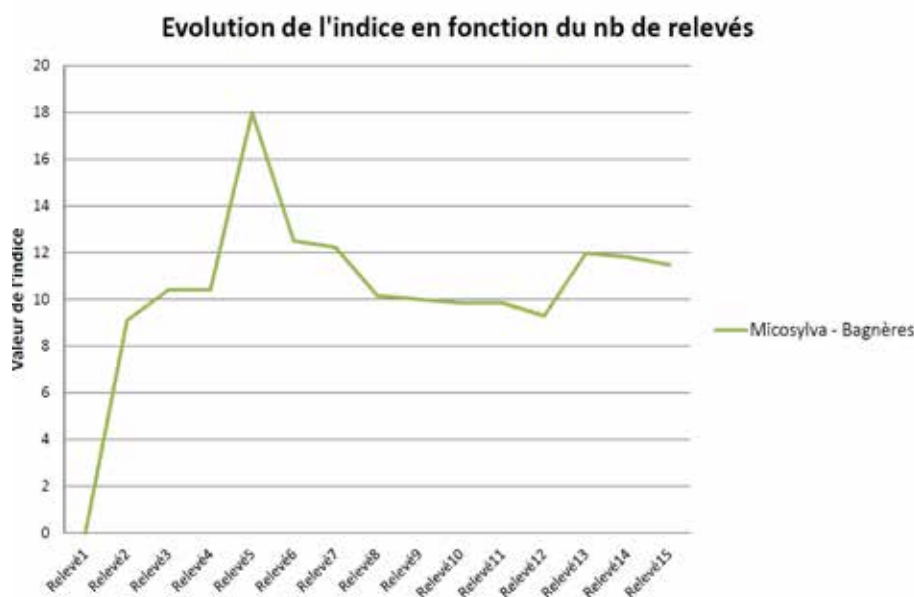


Figure 128 : Évolution de l'indice en fonction du nombre de relevés sur un site

2012-2017

Affinement des catégories d'intérêt des taxons bio-indicateurs sur la base de l'expertise du CBNPMP (divers projets régionaux et extrarégionaux).

2018

- Mise en correspondance de la table existante avec le référentiel national TAXREF V7 et ajout de l'ensemble des taxons « valides » à savoir retenus (saproxyliques et non saproxyliques),
- Intégration des travaux inédits d'Hubert Voiry (ONF, 2013-2015) sur les groupes fonctionnels et stratégies écologiques, concernant 383 taxons,
- Renseignement du « statut saproxylique » pour la grande majorité des taxons effectivement saproxyliques,
- Dépouillement de 56 publications (essentiellement européennes et contemporaines, bibliographie en annexe 11) et renseignement des traits de vie de 1181 taxons,
- Enquête auprès des auteurs de la « Saproxylic database » des Pays nordiques (Stockland *et coll.* 2008), ainsi qu'auprès des gestionnaires de la plateforme de données PlutoF.

5.4. Objectifs opérationnels pour la poursuite du développement de l'outil

- Nourrir la table Champignons saproxyliques (mise à profit BDD Flora du CBNPMP et poursuite des recherches bibliographiques),
- Mise en correspondance de la table avec la version V13 du référentiel national TAXREF,

- Poursuite du calibrage de l'indice avec des jeux de données existants, sollicitation du réseau mycologique,
- Conversion de la table de données en base relationnelle,
- Diffusion de l'outil.

5.5. Contact

Gilles Corriol et Carole Hannoire
Conservatoire botanique national des Pyrénées et de Midi-Pyrénées
Vallon de Salut, BP 315
65203 Bagnères-de-Bigorre cedex
Tél. : Gilles Corriol 05 62 95 85 71 — mél. : gilles.corriol@cbnmpmp.fr
Tél. : Carole Hannoire 05 62 95 87 85 — mél. : carole.hannoire@cbnmpmp.fr

La fiche technique correspondant au descriptif de l'outil ci-dessus présenté est en ligne ici :

doctech.cbnmpmp.fr/bioevaluation-champignons-saproxyliques-notice.pdf

OU

doctech.cbnmpmp.fr/saproxylic-fungi-bioevaluation-notice.pdf

La table de données (v. Mars2019) est téléchargeable ici :

doctech.cbnmpmp.fr/bioevaluation-champignons-saproxyliques.xls

OU

doctech.cbnmpmp.fr/saproxylic-fungi-bioevaluation.xls

En complément sur les forêts anciennes d'Occitanie :

<http://www.foretsanciennes.fr/projets/autres-projets/pyrenees/>

Rapport :

<http://www.foretsanciennes.fr/wp-content/uploads/Bartoli-al-2011-For%C3%AAts-anciennes-Midi-pyr%C3%A9n%C3%A9s-libre-acc%C3%A8s.pdf>

Annexes :

<http://www.foretsanciennes.fr/wp-content/uploads/Bartoli-al-2011-For%C3%AAts-anciennes-Midi-pyr%C3%A9n%C3%A9s-annexes-2.pdf>

Vieilles forêts de plaine :

https://www.cen-mp.org/wp-content/uploads/2020/01/2019_Rapport_Myco_VFPlaine_CBNPMP.pdf

6. Bioévaluation fongique en milieux humides : un outil du Conservatoire botanique national des Pyrénées et de Midi-Pyrénées

6.1. Contexte et objectifs

Le CBNPMP propose une méthodologie d'étude des communautés de champignons en lien avec les végétations. Cette méthode s'appuie sur une table de données, conçue pour mettre à disposition des mycologues, des écologues et des gestionnaires de milieux naturels une synthèse des données écologiques sur les champignons des milieux humides.

6.2. Résumé de la démarche

Voici le résumé des travaux à paraître (Corriol *et coll.* 2020).

Les communautés fongiques, par leur grande diversité taxinomique et écologique, représentent une importante source potentielle en matière de bioévaluation. Hétérotrophes, les espèces qui les composent sont intimement liées aux cycles biogéochimiques et aux producteurs primaires qui constituent la végétation. Leurs différents modes de nutrition, la diversité des substrats qui les accueillent, l'espace vital spatio-temporel extrêmement varié qu'elles occupent et les successions complexes que montrent leurs communautés, leur confèrent des propriétés permettant une description fine des milieux naturels, notamment des milieux humides, dans lesquels elles occupent tous les habitats. Leur description présente toutefois des contraintes méthodologiques non négligeables, notamment du fait de leur diversité et complexité taxinomique et de leur nature cachée, avec apparition fugace de sporophores visibles.

Une synthèse des essais historiques pour établir des classifications et des qualifications des communautés fongiques montre que ces difficultés ont freiné leur développement. De la feuille en décomposition jusqu'aux vastes volumes d'horizons holorganiques ou organominéraux du sol, nous nous intéressons particulièrement dans cette analyse à l'échelle de perception des compartiments écologiques pris en compte pour la description des communautés. Reconnaisant les difficultés inhérentes à la constitution d'un synsystème mycosociologique, nous argumentons qu'un tel système reste dans l'absolu pertinent, surtout s'il est bâti sur des bases synusiales, en adaptant les critères de délimitation des synusies aux caractères propres des champignons. C'est ainsi, au plus proche des processus écologiques, qu'un tel système permet, sur des bases biologiques, une analyse fine des milieux naturels, complémentaire des outils phytosociologiques de bioévaluation habituellement utilisés.

Nous proposons et illustrons sur la base d'exemples concrets une méthodologie permettant de contourner les difficultés propres à l'établissement d'un système mycosociologique synusial indépendant, qui permet (i) de conserver l'approche synusiale des communautés, (ii) d'appréhender les communautés fongiques en lien avec les végétations auxquelles elles sont subordonnées, (iii) de produire un outil opérationnel de bioévaluation à l'échelle d'un site ou d'un type de végétation (élémentaire ou complexe). Cet outil est constitué d'une table de données attributaires pour une sélection de 1130 espèces de champignons présents dans des milieux humides. Cette table pourra être utile aux gestionnaires, aux spécialistes de la végétation et aux mycologues, tout en encourageant une interdisciplinarité dans la bioévaluation.

6.3. Contact

Gilles Corriol et Carole Hannoir

Conservatoire botanique national des Pyrénées et de Midi-Pyrénées

Vallon de Salut, BP 315

65203 Bagnères-de-Bigorre cedex

Tél. : Gilles Corriol 05 62 95 85 71 - mél. : gilles.corriol@cbnmpm.fr

Tél. : Carole Hannoir 05 62 95 87 85 - mél. : carole.hannoir@cbnmpm.fr

Bio-indication fongique des zones humides et lien pour télécharger la table de données : <https://cbnmpm.blogspot.com/2019/12/bioevaluationfongique-milieux-humides.html>

7. Patrimonialité

Il sera ici rappelé qu'il n'existe pas de texte législatif conférant un statut de protection aux champignons², que ce soit sur une convention, une directive, au niveau national ou au niveau régional. Aucune espèce de champignon ne figure dans les listes SCAP au niveau national. Les seuls leviers pour révéler un statut patrimonial reposent sur les espèces déterminantes, et surtout sur les listes rouges de différents types et à différentes échelles. À titre de comparaison, en 2018, seulement 56 espèces de champignons avaient une évaluation de leur statut de risque d'extinction (liste rouge mondiale UICN) contre 25 452 plantes et 68 054 animaux. Une liste de 33 espèces à prendre en compte en priorité et pour lesquelles une menace est identifiée avait été proposée en 2001 dans l'annexe I de la Convention de Berne, mais elle n'a pas été retenue. Ces espèces sont listées à l'annexe 4.

7.1. Les listes rouges

Une liste rouge de type UICN (Union Internationale pour la Conservation de la Nature) exprime le risque d'extinction d'une espèce ou d'un taxon de rang inférieur à l'espèce dans un futur proche. Il ne s'agit donc pas d'une liste de spécimens rares, car certains d'entre eux par leurs exigences écologiques peuvent être naturellement rares. Ce n'est pas non plus une liste d'espèces protégées. Ici même en danger critique d'extinction elles peuvent être ramassées, détruites... dans le cadre de cueillettes, projet d'urbanisation... rien ne s'impose à autrui concernant ce statut. Ce n'est pas un document qui cible une stratégie de préservation des espèces. Il s'agit d'un constat pour chacune d'elles, de «son état de santé» et d'une vision à court et moyen terme sur ses risques de disparition. En revanche sur la base de cet outil, il appartient aux décideurs aidés des écologues, des mycologues de veiller à leur éviter le pire. Les espèces menacées sont classées selon différentes catégories (Figure 129) :

2. À l'exception de quelques espèces de champignons lichénisés (listes régionales et directive Habitats-Faune-Flore).

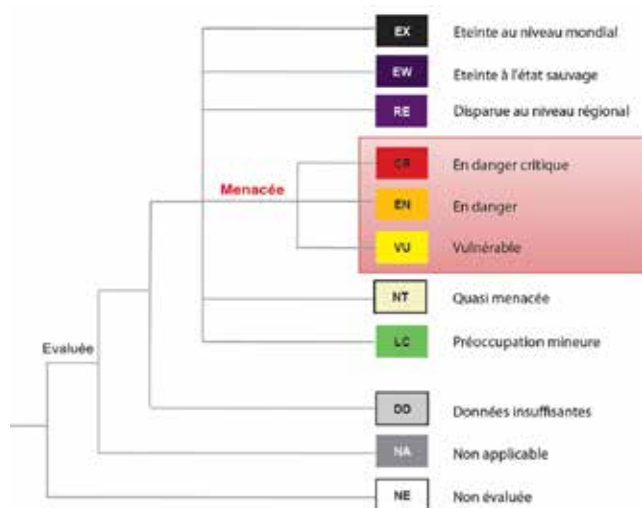


Figure 129 : Catégorie des listes rouges UICN (UICN 2011)

7.1.1. La liste rouge mondiale

Cette liste est mise à jour régulièrement et le nombre d'espèces proposées, étudiées ou publiées dépasse plusieurs centaines. L'ensemble de ces informations est consultable sur le site suivant :

http://iucn.ekoo.se/iucn/species_list/

Les espèces déjà publiées sur la liste rouge mondiale (au 03/04/2019) et présentes sur le territoire national sont présentées à l'annexe 2 et liste à jour

en date du 02/2020 en annexe 18. Les mises à jour des statuts sont régulières, il convient donc de consulter périodiquement le site dédié.

7.1.2. La liste rouge nationale

La liste rouge des champignons menacés de France métropolitaine, portée par la Société mycologique de France, est en perspective, mais les besoins en termes de données sont encore très importants pour mener une telle analyse. ADONIF, responsable de la base de données nationale, regroupe actuellement les données au niveau français. Ce travail colossal demande un temps important, notamment du fait des difficultés nomenclaturales inhérentes à la fonge, de la difficulté de validation des données et de la mise en place nécessaire du réseau de leur collecte. Il existe des tentatives de liste rouge nationale, par exemple celle issue d'un travail commandé par l'ONF à la SMF et qui a conduit à l'établissement d'une LR temporaire en usage chez les gestionnaires de l'ONF. Cette liste n'est pas publique.

Plus d'information sur le projet sur le site de la Société mycologique de France :

– <http://www.mycofrance.fr/projets/liste-rouge/>

Les données issues des différentes études menées dans les réserves naturelles peuvent participer à cette démarche globale d'approfondissement des connaissances et la mise en place des stratégies de prise en compte de la fonge dans les politiques environnementales.

7.1.3. Les listes rouges régionales

Les listes rouges ne sont pas des éléments réglementaires imposables à un tiers lors de travaux d'aménagement, mais elles n'en restent pas moins des référentiels très utilisés à de nombreuses échelles de prise en compte de la biodiversité. Les listes présentées sont issues de différentes méthodologies. Les plus récentes, qui suivent la méthodologie UICN présentent les risques d'extinction des espèces fongiques. On a regroupé ci-dessous les différentes listes rouges régionales réalisées en France :

Listes rouges régionales labellisées par l'UICN :

- Sugny D., Beirnaert P., Billot A., Caillet M. & Caillet M., Chevrolet J.P., Galliot L., Herbert R., Moyne G. 2013 — *Liste rouge des champignons supérieurs de Franche-Comté. Publication commune Fédération mycologique de l'Est, Conservatoire botanique national de Franche-Comté — Observatoire régional des invertébrés et Société botanique de Franche-Comté.* Lunéville, imprimerie Paradis, 114 p.
- Corriol G., Hanneiro C. & Hamdi E. 2014. *Liste rouge des champignons de Midi-Pyrénées.* Conservatoire botanique national des Pyrénées et de Midi-Pyrénées. 20 p.
- Muller J.L., Laurent P., Schott D. 2014. *La Liste rouge des Champignons supérieurs menacés en Alsace.* SMHR, SEMHV, SMS, ODONAT, 108 p. Document numérique.
- Sellier Y., Léauté J., Lefort F., Gemmier G., Hérault P. & Brugel E. 2019. *Liste Rouge du Poitou-Charentes : chapitre Champignons.* Fontaine-le-Comte, France : Poitou-Charentes Nature. 133 p.

Les listes rouges « anciens critères » :

- Rioult J.-P. 1995. *Contribution à la réalisation d'une liste rouge des mycota de Basse-Normandie.* 12 p. Laboratoire de Botanique et de Mycologie. UFR des Sciences Pharmaceutiques. Univ. de Caen.
- Courtecuisse R. 1997. Liste rouge des champignons menacés de la région Nord-Pas-de-Calais. *Cryptogamie-Mycologie* 18 : 183-219.

- Mornand J. 1998. Liste rouge des champignons menacés du Maine-et-Loire. *Bull. Soc. Et. Sci. Anjou* 16 : 135-160.
- Bonnin J.-C. 2000. *Liste rouge des champignons menacés de la Sarthe*.
- Dangien B. 2000. *Protection du patrimoine fongique : Liste rouge des champignons de Lorraine*. 27 p. (Université Henri Poincaré — Nancy I)
- Malaval J.C. 2000. *Liste rouge — Ascomycotina, Basidiomycotina, Myxostelidae menacés de Haute-Normandie*. Rouen, Soc. des Amis des Sc. Nat. et du Museum de Rouen. 51 p.
- Dubus J.-P. 2000. *Liste rouge des champignons menacés de la Mayenne*.
- Collectif 2001. Liste rouge des champignons menacés en Loire-Atlantique. *Cahiers Mycologiques Nantais* 13 : 19-33.
- Mornand J. 2001. Liste rouge des champignons menacés de la Région des Pays de la Loire. *Société d'Études Scientifiques de l'Anjou*. Mém. n° 15. 33 p. (Angers, SESA). Format numérique
- Pacaud R. 2001. Liste rouge des champignons de Vendée. *Bull. Soc. bot. Centre-Ouest* 32 : 345-366.
- Pericouche A. 2001. Projet de liste rouge du Loiret. *Bull. Soc. Mycol. Gâtinais* 6 : 12-19.
- Reaudin D., Dupuy H. & Le Bourdon D. 2003. *Liste rouge Ascomycotina, Basidiomycotina, Myxostelidae menacés des Côtes-d'Armor*. Société Mycologique des Côtes-d'Armor. 86 p.
- Laurent-Dargent J. 2009. *La Liste Rouge des Champignons (Macromycètes) rares ou menacés de Lorraine*. Thèse pour de Diplôme d'état de Docteur en Pharmacie, Université H. Poincaré de Nancy I, Faculté de Pharmacie. 128 p.
- Péricouche A. (coord.) 2013. *Liste des champignons potentiellement menacés de la région Centre*. 211-236, in Nature Centre, Conservatoire botanique national du Bassin parisien. 2014, livre rouge des habitats naturels et des espèces menacés de la région Centre. Nature Centre éd., Orléans, 504 p.

Liste rouge (proposition) des champignons des milieux tourbeux d'Europe occidentale (disponible en annexe 3) :

- Moreau P.A. 2002. *Analyse écologique et patrimoniale des champignons supérieurs des Alpes du Nord*. Thèse de Doctorat, Université de Savoie.

Le tableau ci-dessous permet d'établir des correspondances entre les anciennes listes rouges et les listes rouges de type UICN. Il est malgré tout nécessaire de bien comprendre que les méthodologies sont très différentes (Tableau 9) :

Tableau 9 : Correspondance entre anciennes catégories listes rouges et liste rouge de type UICN

Catégories anciennes listes	Catégories UICN
Espèces éteintes	
0	RE, RE* ou RE ? EX EW
Espèces menacées	
1	CR
2	EN
3	VU
Espèces potentiellement menacées	
4	NT
Espèces non menacées	
5	LC
Aucune correspondance	DD, NA, NE

7.2. Les espèces déterminantes

Si chez les mycologues la réalisation de listes rouges a trouvé un certain écho, il n'en est pas de même pour l'établissement des listes d'espèces déterminantes. Les espèces déterminantes sont des espèces retenues, car elles sont considérées comme remarquables pour la biodiversité ou menacées ou jugées importantes dans l'écosystème ou représentatives d'un habitat naturel ou de l'état de l'écosystème. Ces espèces permettent la créations des Zones Naturelles d'Intérêts Ecologiques, Faunistique et Floristiques (ZNIEFF).

Les références des listes existantes sont précisées ci-après :

- Courtecuisse R., Lécure C. & Moreau P.A. 2005. Les espèces déterminantes du Nord-Pas-de-Calais. Groupes d'espèces fongiques d'intérêt écologique par type de milieux. *Bull. Soc. Myc. du Nord de la France* 78 : 55-75.
- Corriol et coll. 2010. *Mise à jour de la liste des champignons déterminants dans le cadre de la modernisation des ZNIEFF en Midi-Pyrénées*. CBNPMP. 67 p.
- Sugny D. et Caillet M. & M. (coordonnateurs), Beirnaert P., Billot A., Cercley P., Chevrolet J.-P., Galliot L., Moyne G. 2016. *Liste des champignons déterminants pour les ZNIEFF de Franche-Comté*. Publication Fédération Mycologique de l'Est, DREAL Franche-Comté et Conseil régional. 58 p.

Une « proposition » d'espèces déterminantes d'Alsace (non validée, non publiée) est faite par la Société mycologique des Hautes-Vosges (2012) :

– <http://www.smhv.net/champignons-determinants.ws>

7.3. Présentation des espèces d'intérêt

Dans le cadre de l'analyse d'une liste d'espèces présentes sur un site d'étude, il est intéressant de présenter celles figurant sur les différentes listes rouges. Ces éléments sont aussi à retenir dans la démarche d'établissement du plan de gestion d'une réserve naturelle.

Une partie des statuts des champignons figurant sur ces listes rouges sont consultables aussi sur le site de l'INPN. Ils seront à terme tous présents sur les fiches espèces du portail dédié d'ADONIF.

Pour préciser la présentation des espèces, que ce soit dans le cadre d'un rapport d'étude d'un site ou du plan de gestion, se référer à la partie sur les plans de gestion (Chapitre 3).

7.4. Calcul de l'indice de patrimonialité (Ip)

Cet indice, qui permet de hiérarchiser différents milieux ou différents sites sur le plan de leur valeur patrimoniale fongique a été proposé pour la première fois lors d'analyse de sites du nord de la France (Courtecuisse & Lecuru 2002). Suite à des tests de réaction de cet indice dans diverses situations (Sugny & Sellier 2019) et (Sellier *en prep.*), est proposée ici une adaptation de celui-ci. L'indice Ip du site sera calculé selon la méthode suivante :

- Compter le nombre d'espèces en liste rouge pour chaque catégorie de menace,
- Attribuer les points suivants aux différentes catégories de menace :
 - Catégorie 0 ou EW/EX : 20 points
 - Catégorie 0 ou RE/RE ?/RE* : 10 points
 - Catégorie 1 ou CR : 5 points
 - Catégorie 2 ou EN : 4 points
 - Catégorie 3 ou VU : 3 points

- Catégorie 4 ou NT : 2 points
- Catégorie 5 ou LC : 0 point
- Catégorie NE, NA, DD : non prise en compte.

- Multiplier le nombre d'espèces de chaque catégorie par le nombre de points correspondant.
- Additionner les chiffres obtenus pour chaque catégorie => poids patrimonial brut (PPb).
- Diviser le PPb par le nombre d'espèces cotées sur la liste rouge (LC, NT, VU, EN, CR) divisé par 100 => Indice Patrimonial (Ip).

L'exemple ci-dessous (Tableau 10) permet de mieux appréhender la méthode. Il présente le cas du site de la Réserve Naturelle Nationale du Pinail où sont actuellement répertoriés 624 taxons de champignons (hors lichens) dont 34 non évalués (NE), 115 en manque d'informations (DD) et 41 espèces allochtones (NAa). De fait pour le calcul il restera 434 espèces classées, soit menacées (CR, EN, VU), soit quasiment menacées (NT) ou en préoccupation mineure (LC) sur la liste rouge régionale (Sellier *et coll.* 2019).

Tableau 10 : Résultats exemple de Réserve naturelle du Pinail PPb (Poids Patrimonial brut)

Catégories	Nb d'espèces en Liste rouge	Nombre de points	Résultats
EX/EW	0	20 pts	0 pt
RE	0	10 pts	0 pt
CR	30	5 pts	150 pts
EN	32	4 pts	128 pts
VU	9	3 pts	27 pts
NT	5	2 pts	10 pts
LC	358	0 pt	0 pt
Total	434		PPb = 315 pts

Indice patrimonial **Ip** = PPb / (Nb. espèces cotées LR / 100)

$$\text{Ip RNN Pinail} = 315 / (434 / 100) = \mathbf{72,5}$$

L'interprétation de cet indice peut être faite selon les critères du tableau ci-dessous (Tableau 11) :

Tableau 11 : Interprétation de l'Indice patrimonial

Indice patrimonial (Ip)	Interprétation
Ip < 15	Faible
15 < Ip < 50	Moyen
50 < Ip < 100	Élevé
Ip > 100	Très élevé

L'Ip est l'indice qui donne une interprétation sur la proportion des espèces patrimoniales d'un site ou d'un milieu cible. Cet indice a tendance à surestimer la valeur lorsque le nombre d'espèces répertoriées est faible.

PPb : Il est important d'insister sur une valeur intermédiaire de l'Ip qu'est le poids patrimonial brut (PPb). En effet, le fait de diviser par des espèces non menacées (LC) ne permet pas de rendre compte du cumul de patrimonialité du site étudié. Or, en cas de comparaison entre sites, cela

semble particulièrement important. Le PPb met donc en exergue le cumul des espèces en danger d'extinction et les sites disposant des meilleures connaissances.

NB. : l'Ip n'est à interpréter avec le tableau fourni qu'en utilisant les listes rouges régionales. Il sera nécessaire d'établir de nouveaux paramètres lors de l'utilisation de la liste rouge mondiale et de la future liste rouge nationale. Ceci simplement parce que les critères UICN entraînent nécessairement une baisse du nombre d'espèces menacées lorsque l'on augmente la surface d'application de la méthode (*a minima* pour les critères géographiques). Il y a donc moins d'espèces menacées au niveau mondial qu'en France et que dans une de ses régions. Un travail d'analyse de nombreux sites avec les différentes listes rouges éditées devra permettre d'ajuster les seuils pour chaque liste rouge. Il sera sans doute nécessaire d'affiner ces seuils par types de milieux dans le futur.

8. Présentation synthétique des données d'une étude

Lors de la réalisation d'une étude mycologique, il est intéressant de préciser différents éléments permettant d'apprécier **la quantité, la qualité de l'étude et les apports de celle-ci de manière synthétique**. Ceux-ci peuvent être résumés sur une page et de manière générale sont à faire apparaître dès les premières pages du rapport rendu à la structure qui finance l'étude. De manière à guider les mycologues dans l'exercice de la rédaction d'un rapport d'étude mycologique, un rapport au Gabarit RNF (format Word) sera mis à disposition avec l'ensemble des outils numériques du présent document. Un plan type de rapport est présenté en annexe 17.

Voici des éléments pouvant être présentés :

- Nombre d'années de l'étude ;
- Nombre de sorties effectuées sur le site ;
- Temps cumulé de prospection ;
- Distance parcourue (si traçage GPS, ou application téléphone) ;
- Nombre de mycologues ou équipes de mycologues ayant participé ;
- Nombre de champignons répertoriés ;
- Les apports de l'étude pour l'inventaire de la réserve : nouvelles espèces non répertoriées auparavant ;
- Nombre de données bancarisées ;
- Nombre total d'espèces connues sur le site (cumulant les données antérieures à l'étude réalisée) ;
- L'ensemble des indices calculés dans le cadre de l'étude Ir, Da, Ip, Df, CHEGD... ;
- Nombre d'espèces nouvelles pour le département, la région, la France ;
- Nombre d'espèces allochtones ;
- Les espèces plus courantes ;
- L'originalité du site : espèces actuellement seulement répertoriées sur moins de X sites dans le département, la région ou la France ;
- Le nombre d'espèces figurant sur les listes rouges régionale, nationale, mondiale ;
- Le nombre d'espèces sensibles aux nitrates ;
- Toutes autres informations importantes ressortant de l'étude.



Chapitre 6

Les protocoles clé en main

1. Protocole « CHEGD Fungi »	143
1.1. Introduction	143
1.2. Objectifs et intérêt du protocole	144
1.3. Réalisation des inventaires	145
1.4. Interprétation des résultats	148
1.5. Évaluation du potentiel fongique d'une pelouse lors d'une seule visite	148
1.6. Évaluation de l'intérêt d'une prairie sur une seule visite	150
1.7. Évaluation des prairies à l'aide des CHEGD	150
1.8. Présentation des résultats obtenus	151
1.9. Indicateur NS	154
1.10. Outils d'aide à l'identification des hygrocybes	156
1.11. Stimulation des initiatives nationales et européennes	156
2. Protocole de géolocalisation des perturbations du sol	156
2.1. Objectifs	157
2.2. Méthodes	157
2.3. Spatialisation de perturbations	158
2.4. Méthode d'analyse des géolocalisations fongiques	158
2.5. Exemple appliqué de géolocalisations de perturbations	158
3. Protocoles d'étude des champignons forestiers dans le cadre du Protocole de Suivi Dendrométrique des Réserves Forestières (PSDRF) : un outil proposé par l'Office National des Forêts	161
3.1. Introduction	161
3.2. Cadre d'application	162
3.3. Groupe taxinomique ciblé	162
3.4. Échantillonnage	162
3.5. Prospection de terrain	162
3.6. Pression d'observation	162
3.7. Variante complémentaire du suivi	163
3.8. Matériel nécessaire	163
3.9. Récolte des échantillons	163
3.10. Temps et personnel nécessaires	163
3.11. Interprétation	164
3.12. Contacts	164



Hygrocybe psittacina © Y. Sellier



1. Protocole « CHEGD Fungi »

1.1. Introduction

Si de nombreux travaux ont été menés sur les champignons des pelouses et prairies un peu partout en Europe par différents auteurs (Rald 1985 ; Nitare 1988 ; Rotheroe 1999 ; Bratton 2003 ; Genney *et coll.* 2009 ; Griffith *et coll.* 2013), en France l'intérêt pour ces habitats est resté faible pendant de nombreuses années. Cependant, Corriol (2007), suite à une première étude (2005), propose une méthode d'évaluation et de hiérarchisation de tels sites. À titre de comparaison, chez nos collègues mycologues du Royaume-Uni, 77 espèces de champignons ont été référencées dans un « biodiversity action plan » à partir de 1999 (<http://jncc.defra.gov.uk>), puis, dès 2006, une base de données nationale britannique regroupait plus de 8 500 données concernant des hygrocibes collectés sur plus de 900 sites (Griffith *et coll.* 2006). Dans notre pays, des travaux récents au sein du réseau des réserves naturelles françaises, d'abord ceux de la Réserve Naturelle du Pinail (Sellier 2014), puis ceux d'autres sites (Moigne & Moigne 2006 ; Corriol 2007 ; Gardiennet & Verpeau 2017 ; Moigne *et coll.* 2015 ; Gatignol 2019 ; Montagne 2018 ; Sugny 2015...), mais aussi une grande activité en rapport avec ces questions en Franche-Comté et en Midi-Pyrénées, ainsi que la multiplication de documents sur l'étude de ces champignons au niveau européen³, ont incité mycologues et gestionnaires français à aborder enfin l'étude des CHEGD.

³ Documents pour beaucoup regroupés sur le site de Gareth Griffith <http://www.aber.ac.uk/waxcap/>.

L'acronyme CHEGD (*sensu* Griffith 2006) s'applique à un ensemble de taxons poussant dans les habitats de prairies et pelouses. Il s'explique comme suit :

- C** : espèces des genres *Clavaria*, *Clavulinopsis* et *Ramariopsis*,
- H** : espèces des genres *Hygrocybe*, *Cuphophyllus*,
- E** : espèces prairiales du genre *Entoloma*,
- G** : espèces de la famille des *Geoglossaceae* *sl.* (*Geoglossum*, *Glutinoglossum*, *Microglossum*, *Thuemenidium* et *Trichoglossum*),
- D** : espèces des genres *Dermoloma*, *Porpoloma* et *Camarophyllopsis*.

Ces espèces sont typiques des anciennes prairies naturelles non perturbées mécaniquement et non amendées par des intrants azotés ou phosphorés. Ces champignons ont pâti de l'agriculture moderne et, dans l'ouest de l'Europe, ont perdu 90 % des prairies propices à leur développement durant les sept ou huit dernières décennies (Griffith *et coll.* 2013).

En France, 202 000 ha de prairies ont disparu entre 2000 et 2007 (Agreste 2008), une évolution qui a été très marquée avant cette période et qui est toujours en cours sur l'ensemble du territoire national. Outre une conversion de ces prairies en cultures, nombre d'entre elles ont subi un enrichissement azoté ayant eu pour effet la disparition des cortèges de champignons particulièrement sensibles aux pollutions. Chez certains auteurs, les espèces dont les populations fluctuent en présence de substances chimiques sont qualifiées de « bio-intégrateurs ». Pour notre part, nous avons choisi de conserver le terme *bio-indicateur* pour qualifier les CHEGD.

À l'heure actuelle, en France, ce protocole est un cadre méthodologique complet pour la mise en place de suivis fongiques des pelouses et prairies (Sellier *et coll.* 2015). L'application de ce protocole doit conduire, entre autres, à une structuration des relevés permettant :

- une meilleure connaissance de ces espèces en déclin ;
- l'exploitation la plus complète possible des données ;
- des comparaisons entre sites.

Les champignons apportent des réponses nouvelles ou complémentaires aux études traditionnelles de la flore, notamment en ce qui concerne la pérennité de l'équilibre biologique du sol sous l'action de certaines perturbations chimiques.

1.2. Objectifs et intérêt du protocole

Les espèces bio-indicatrices dont il est question ici (annexe 6) sont très sensibles à certaines perturbations, comme les apports en nutriments, le retournement des sols, etc. Leur observation permet d'estimer sur quelles durées les biotopes ont pu bénéficier d'un bon état de conservation et d'une « bonne gestion » en lien avec les exigences de ces espèces.

L'application de ce protocole doit permettre de répondre à deux questions principales :

- la prairie étudiée a-t-elle été perturbée dans un passé plus ou moins ancien ?
- sur le plan patrimonial, à quel niveau la prairie étudiée peut-elle être située sur une échelle d'intérêt (de *faible* à *international*⁴) ?

La réponse à ces deux premières questions permet d'aborder des notions plus larges et plus importantes liées à la pérennité de l'équilibre biologique du sol, ainsi qu'à l'état de conservation de ces prairies maigres. Le nombre d'espèces de champignons étant notamment lié à la superficie des habitats, on touche là aussi à la notion de taille minimale d'un habitat permettant d'accueillir un cortège fongique significatif.

L'Hygrophore perroquet (*Hygrocybe psittacina*) a été choisi comme « porte-étendard » du présent protocole. Cette espèce est largement répandue en France et peut donc être trouvée dans toutes les pelouses naturelles du pays. De plus, ses couleurs et sa morphologie en font un champignon qui ne peut être confondu avec aucune autre espèce de la pelouse. Enfin, de manière générale, lorsque l'espèce est présente, elle se trouve largement distribuée dans la pelouse, avec de nombreux carpophores, ce qui facilite sa détection. Cette espèce, aisément reconnaissable par le gestionnaire, agit donc comme une sonnette d'alarme incitant à examiner plus en détail le cortège fongique de la prairie où elle est trouvée.

4 L'intérêt d'un site se qualifie par la richesse (les calculs de diversité – Shannon ou autres – prennent en compte l'abondance, ce qui n'est pas notre cas) spécifique qui la compose. Plus cette richesse est élevée, plus ces sites sont rares, et donc remarquables aux niveaux régional, national ou international.

En dehors des périodes propices à l'observation de la fonge, certaines mousses telles que *Rhytidiadelphus squarrosus* et *Pseudoscleropodium purum* seraient, selon Griffith *et coll.* (2013), très fréquemment présentes dans les « prairies à hygrocyes », ce que souligne aussi Arnold (1981, 1982) (cf. annexe 16). Leur présence permettrait donc de repérer de telles prairies ou pourrait venir s'ajouter à un ensemble d'observations concordantes les concernant (historique de gestion, cortège floristique, etc.), permettant ainsi d'envisager leur étude.

Ce protocole peut apporter des informations complémentaires concernant l'état de conservation des habitats de prairies ou de pelouses, que ce soit dans les espaces protégés ou les sites Natura 2000 comportant certains habitats figurant dans l'annexe I de la directive Habitats (97/62/CEE), soit la totalité des *Koelerio-Corynephoretea* (codes Natura 2000 7120 et 2130), des *Nardetea* (code 6230), des *Elyno — Seslerietea* Br.-Bl. s.l. (ancien *Festuco-Seslerietea* (code 6170) et de la partie concernée des *Arrhenatheretea* (code 6510), ainsi que la plus grande partie des *Festuco-Brometea* (code 6210) et des *Caricetea curvulae* (codes 6230 et 6140) (Corriol 2005), les classes de végétation en gras étant celles pour lesquelles la dégradation est potentiellement la plus forte.

1.3. Réalisation des inventaires

1.3.1. Habitats sur lesquels le protocole CHEGD peut être appliqué.

L'étude de ces champignons est réalisable dans une large gamme de prairies et pelouses de pH variés, mais dont le niveau trophique est relativement faible, allant d'oligotrophe à mésotrophe.

Corriol (2005), dans une des premières publications françaises sur le sujet, en dresse la liste :

- les pelouses sableuses des *Koelerio glaucae-Corynephoretea canescentis* Klika ;
- les pelouses collinéennes et montagnardes acidiphiles des *Nardetea strictae* Rivas Goday ;
- les pelouses collinéennes et montagnardes basophiles du *Festuco vallesiaca-Brometea erecti* Br.-Bl. et Tüxen ;
- les pelouses subalpines et alpines acidiphiles des *Caricetea curvulae* Br.-Bl. ;
- les pelouses subalpines et alpines basophiles des *Elyno — Seslerietea* Br.-Bl. s.l. ;
- les parties les plus maigres des prairies des *Arrhenatheretea elatioris* Br.-Bl. ;

Certains autres habitats, comme des landes mésoxérophiles et formations à *Pteridium aquilinum*, montrent aussi une importante diversité fongique en CHEGD (Sellier 2014).

1.3.2. Recueil des données de terrain

Il est important que les gestionnaires du site réalisent une analyse préliminaire et sélectionnent les zones de prairies pour lesquelles ils souhaitent obtenir des réponses. Pour aider le gestionnaire, il est proposé ci-dessous une clé, qui doit lui permettre de déterminer la surface sur laquelle mettre en place le protocole, et éventuellement d'opérer une comparaison des modes de gestion actuels ou passés. Son but est également de garantir l'efficacité des interprétations qui seront faites à partir des relevés.

Plus précisément, le cheminement dans la clé lui permettra de passer de l'ensemble des habitats ouverts du site géré à des surfaces de plus petite taille où il est pertinent de mener une évaluation des modes de gestion actuels ou passés, ou de faire une évaluation patrimoniale.

L'entrée « habitat⁵ » est destinée à rappeler la nécessité d'uniformité des habitats naturels du ou des sites étudiés.

Ensuite, concernant la gestion, le but est de séparer les zones à gestion historique ou actuelle distinctes afin de pouvoir procéder à des comparaisons. Enfin, cela permettra d'évaluer approximativement les besoins en ressources financières et humaines pour mener à bien l'étude.

A. Caractéristiques des habitats des zones ouvertes du site géré

A.1. Habitat ne correspondant pas à la liste des habitats définis comme typiques pour les CHEGD (cf. plus haut)

Dans un tel cas, il n'est pas recommandé de mettre en place le protocole. Toutefois, dans le but de confirmer la fermeture plus ou moins récente de certaines zones (fourrés, landes, ptéridaies), il est possible de faire des prospections. L'observation de certaines espèces permettra d'obtenir des informations sur l'historique de la zone.

A.2. Parcelles à habitats très hétérogènes (fourrés, pelouses, prairies, landes)

Dans le cas d'habitats très hétérogènes, il sera nécessaire de restreindre les surfaces d'inventaire aux zones les plus homogènes, en excluant tous les stades des végétations de fourrés et successifs aux fourrés. Ces derniers peuvent être tolérés lorsqu'ils sont enclavés par petites touffes dans la parcelle de pelouse ou de prairie maigre étudiée (comme cela est typique des zones anciennes, souvent très riches).

Suite à la restriction de la surface, ci-dessous (**A.3.**)

A.3. Habitats homogènes uniques ou mixtes, mais interpénétrés de manière homogène et représentative des parcelles (habitats proches dans la succession végétale, par exemple Mesobromion et Xerobromion)

A.3.1. Vous souhaitez effectuer une évaluation patrimoniale (intérêt du site), votre surface d'habitat homogène devient le site de mise en place du protocole.

Cf. évaluation temps et coût

A.3.2. Vous souhaitez effectuer une comparaison des modes de gestion actuels ou passés.

Cf. B, ci-dessous

B. Gestion des zones d'habitat définies ci-dessus

B.1. L'historique de gestion de la parcelle n'est pas connu

Dans ce cas il ne pourra pas être fait de comparaison fiable avec les modes de gestion actuels (car influence des gestions passées), mais le protocole permettra toutefois de réaliser une évaluation patrimoniale de la zone étudiée ou de décider d'une origine des temps en vue d'une étude diachronique. On pourra également tenter d'isoler des surfaces potentiellement homogènes par leur histoire et qui seraient confirmées par la fonge présente. Des indices de la probabilité d'avoir le même historique peuvent être fournis par la couleur de la végétation, l'interrogation des vieux autochtones, les traces de cicatrization des habitats, l'accessibilité, la topographie, l'évaluation préalable par observation directe de la sectorisation de la diversité fongique.

Cf. évaluation temps et coût

B.2. L'historique de gestion de la parcelle (sur 30 à 80 ans environ) est connu et basé sur des informations diverses concernant la propriété, le versant exposé, l'accessibilité, le gestionnaire, les limites de la parcelle, etc.

5 Un habitat se caractérise par les espèces végétales qui le composent. Il fait par extension référence aux typologies largement usitées (CORINE biotopes, EUNIS, Directive habitat).

B.2.1. Parcelle composée de surfaces ayant des historiques de gestion différents (perturbation azotée, retournement, pâturage, fauche, brûlis, etc.) : distinguer les sous-unités (gestion différente) et les utiliser comme sites pour la mise en place du protocole.

Cf. évaluation temps et coût

B.2.2. Parcelle ayant un seul historique de gestion : le protocole peut être mis en place sur la totalité de la parcelle qui constitue alors le site (pour l'évaluation patrimoniale et la comparaison entre sites, voir l'annexe 4)

Cf. évaluation temps et coût

1.3.3. Calcul des moyens (temps et coûts) nécessaires pour mener l'étude

En prairie, on considère qu'un mycologue inventorie 2 ha par demi-journée (3h et demi). En divisant la superficie de votre site par deux, vous obtenez :

- soit le nombre de mycologues nécessaire pour inventorier le site lors d'un seul passage en une demi-journée ;
- soit le nombre de demi-journées nécessaires à un seul mycologue pour effectuer l'équivalent d'un passage sur l'ensemble du site.

Plusieurs sorties faites au cours de la même semaine (pour les grands sites) pourront être considérées comme un seul passage.

Exemple : pour un site de 10 ha d'habitat et de gestion homogène, il faudra :

- soit 5 mycologues lors de la même sortie, lesquels prospecteront des zones différentes pour aboutir au relevé de la zone entière ;
- soit 5 demi-journées de terrain pour un seul mycologue (ou deux journées et demie à deux, etc.)

NB. Afin que l'inventaire soit représentatif, le nombre de passages devra être augmenté pour les sites de grande superficie.

1.3.4. Méthode d'échantillonnage

Pour ce type de protocole, il est recommandé de réaliser un recensement sur un habitat (de taille variable). Il s'agit donc ici de réaliser un échantillonnage spécifique dans un habitat potentiellement lié à un mode de gestion. Au sein de cette entité homogène définie (site d'étude), **cet échantillonnage se fait avec la méthode de la divagation aléatoire représentative** (cf. chapitre 4, partie 3.4.1).

Indicateur NS : Dans le cas où le gestionnaire souhaiterait réaliser une interprétation complémentaire (indicateur NS, cf. partie interprétation ci-après), il lui sera nécessaire de comptabiliser ou d'estimer le nombre de carpophores de chacune des espèces rencontrées dans le polygone étudié. Ceci implique une vision exhaustive de la parcelle.

1.3.5. Fiche de relevé

Afin de faciliter la restitution et la numérisation des données, une fiche de relevés est proposée en annexe 12 du présent document. Il est demandé de fournir des informations élémentaires telles que la date, le nom du site, le nom du ou des observateurs et un inventaire des principaux CHEGD (liste à cocher) rencontrés dans ces habitats. Un emplacement à remplir est prévu pour les espèces qui ne seraient pas des CHEGD.

1.3.6. Périodicité et fréquence des relevés

Au cas où le nombre de prospections à réaliser est faible, il est intéressant de se concentrer sur les périodes les plus fastes (à prévoir en fonction des

conditions locales, de la réactivité des habitats et de la connaissance de ces paramètres qu'ont les mycologues locaux). Plusieurs espèces d'hygrocybes et d'autres CHEGD sont observables relativement tard dans la saison (jusqu'aux premières gelées, souvent au-delà, selon les conditions météorologiques).

Il est important de faire coïncider les prospections avec des événements météorologiques favorables : période de pluies, un peu de chaleur, etc. Il est particulièrement appréciable, notamment pour les pelouses les plus sèches où la poussée est la plus capricieuse, de disposer d'un observateur local capable d'alerter les mycologues des poussées.

Le nombre de sorties nécessaires sera fonction de l'exploitation souhaitée des résultats :

- pour faire une évaluation du potentiel d'une prairie, une seule sortie suffit pendant la période la plus favorable ;
- pour obtenir un lot d'informations exploitable, il est souvent nécessaire de cumuler **des observations sur trois ans au moins, avec un minimum de deux ou trois passages chaque automne**, à une période favorable, en les ajustant en fonction des conditions météorologiques, avec un délai d'au moins deux semaines entre chaque relevé. Plus il y a de visites et plus l'inventaire sera représentatif de la fonge présente.

1.3.7. Matériel nécessaire

En dehors du matériel habituel, les prospecteurs devront disposer d'une fiche de terrain (cf. annexe 13) et de quoi écrire pour noter l'ensemble des espèces faciles à identifier et ne demandant pas de confirmation particulière, ainsi que les données associées de chaque relevé ou site prospecté.

1.4. Interprétation des résultats

Ce protocole apporte des éléments concrets en perspective des mises à jour de la méthodologie de rédaction et d'évaluation des plans de gestion des réserves naturelles (AFB 2020), où il sera souhaitable de disposer d'indicateurs permettant de qualifier les actions de gestion et l'état de conservation des habitats.

Il permettra notamment d'obtenir une « note d'interprétation » sur l'ancienneté de l'habitat (sol et biocénose) sans rupture des conditions édaphiques favorables. Cela permettra aussi d'obtenir un niveau d'intérêt et une comparabilité avec d'autres sites ou encore entre prairies d'un même site géré.

1.5. Évaluation du potentiel fongique d'une pelouse lors d'une seule visite

Griffith *et coll.* (2004) proposent une méthode pratique (basée en partie sur la couleur des espèces) permettant d'évaluer le potentiel fongique d'une pelouse. Elle ne prend en compte qu'une partie des CHEGD (les autres, dans le tableau ci-dessous, ont été ajoutés ici par les auteurs) (Tableau 12). Cette méthode met en évidence certaines espèces qui sont considérées comme des indicateurs particulièrement pertinents. Elle est illustrée par le tableau 10 ci-après :

Tableau 12 : Cotation des taxons inventoriés

Espèces fongiques	Points	Calcul
Les décomposeurs de litière (petites espèces grises, brunes ou blanches) à chapeau ≤ 2 cm, tels ceux des genres <i>Mycena</i> , <i>Galerina</i> et <i>Crinipellis</i> .	1 pt quel que soit le nombre d'espèces	1 ou 0
Décomposeurs fimicoles : espèces des genres <i>Coprinus</i> , <i>Conocybe</i> , <i>Panaeolus</i> , <i>Panaeolina</i> , <i>Psathyrella</i> , <i>Psilocybe</i> et <i>Stropharia</i> .	1 pt quel que soit le nombre d'espèces	1 ou 0
Espèces du genre <i>Agaricus</i> .	1 pt quel que soit le nombre d'espèces	1 ou 0
Espèces du genre <i>Entoloma</i> (lames roses).	2 pts par espèce présente	2 × nbre esp.
Espèces des genres <i>Clavaria</i> , <i>Clavulinopsis</i> , <i>Ramariopsis</i> , <i>Geoglossum</i> , <i>Microglossum</i> et <i>Trichoglossum</i> .	4 pts par espèce présente	4 × nbre esp.
<i>Clavaria zollingeri</i> (violette)	6 pts pour cette espèce	6 ou 0
Espèces du genre <i>Cuphophyllus</i> (blanches).	2 pts quel que soit le nombre d'espèces	2 ou 0
Hygrocybes gris ou bruns (<i>H. nitrata</i> , <i>H. ovina</i> , <i>H. unguinosa</i> , etc.)	3 pts quel que soit le nombre d'espèces	3 ou 0
Hygrocybes du groupe de <i>H. conica</i> (jaune orangé noircissant).	2 pts quel que soit le nombre d'espèces	2 ou 0
Hygrocybes jaunes (<i>H. chlorophana</i> , <i>H. glutinipes</i> , etc.).	2 pts quel que soit le nombre d'espèces	2 ou 0
Hygrocybe vert (<i>H. psittacina</i>).	2 pts pour cette espèce	2 ou 0
<i>Cuphophyllus pratensis</i> (ocre-orangé).	3 pts pour cette espèce	3 ou 0
<i>Hygrocybe reidii</i> (orangé).	3 pts pour cette espèce	3 ou 0
Hygrocybes rouges (<i>H. coccinea</i> , <i>H. punicea</i> , <i>H. splendidissima</i> , etc.).	7 pts quel que soit le nombre d'espèces	7 ou 0
<i>Hygrocybe calyptriformis</i> (rose pâle).	10 pts pour cette espèce	10 ou 0
Espèces du genre <i>Dermoloma</i> .	3 pts quelque soit le nombre d'espèces	3 ou 0
Espèces du genre <i>Camarophyllopsis</i> .	3 pts quel que soit le nombre d'espèces	3 ou 0
Espèces du genre <i>Porpoloma</i> .	6 pts quel que soit le nombre d'espèces	6 ou 0
Espèces des genres <i>Langermannia</i> , <i>Calvatia</i> et autres champignons à chapeau de diamètre dépassant 4 cm non cités.	1 pt par espèce présente	1 × nbre esp.
Total :		

NB. Seules les espèces seront comptabilisées et non les variétés et les formes.

L'interprétation des résultats suite à une sortie unique en période favorable est réalisable d'après le tableau ci-dessous (Tableau 13) :

Tableau 13 : Interprétation du potentiel fongique d'une pelouse

Total de points	Potentiel de la prairie
Inférieur à 10 points	Potentiel fongique faible
Entre 10 et 30 points	Potentiel intéressant
Supérieur à 30 points	Potentiel fongique élevé

NB. Le tableau permettant le cumul des points peut aussi être utilisé pour un suivi à long terme de la fonge de différentes pelouses, pour le nombre total de

points permettant de faire des comparaisons et pour une hiérarchisation des sites. Il est important de noter qu'en une seule sortie, il est seulement possible d'entrapercevoir le cortège fongique présent, c'est pourquoi il est question de potentiel. Il faut garder à l'esprit que le jour choisi sera extrêmement important et, afin de limiter le biais majeur lié à ce choix, on peut éventuellement faire une ou deux sorties supplémentaires et regarder le potentiel sur les sorties les plus prolifiques. Les études britanniques (Griffith, 2013) montrent que le mois d'octobre est le plus « rentable » en découvertes, mais le mois de novembre peut également être très favorable aux poussées fongiques si le temps est doux et humide. En France, il faudra, comme au Royaume-Uni, tenir compte des variations de latitude et des conditions liées aux reliefs.

1.6. Évaluation de l'intérêt d'une prairie sur une seule visite

En une seule sortie, et en tenant compte des incertitudes liées au choix de la date, il est possible d'évaluer l'intérêt d'une prairie d'un niveau faible à un niveau international à l'aide du tableau d'interprétation de Vesterholt et coll. (1999) comme suit.

Tableau 14 : Interprétation du niveau d'intérêt d'un site en une visite

Niveau d'intérêt du site	Nombre d'hygrocybes en une visite
Intérêt faible	1–2
Local	3–5
Régional	6–10
National	11–14
International	15 et plus

Les auteurs du présent document voient les deux évaluations précédentes basées sur une seule visite du site comme une étape permettant de choisir les sites les plus propices. Pour réaliser une étude plus précise, et donc une évaluation moins aléatoire, il sera nécessaire d'utiliser l'indice de représentativité (cf. chapitre 5, partie 1.1).

1.7. Évaluation des prairies à l'aide des CHEGD

Pour évaluer l'intérêt patrimonial d'une pelouse ou d'une prairie, nous avons opté pour la méthode d'interprétation élaborée par Nitare (1988), car elle présente l'intérêt d'utiliser plusieurs groupes taxinomiques. En revanche, l'analyse des groupes est reprise selon la conception de Griffith (2006), intégrant l'ensemble des entolomes des prairies et pas seulement ceux du sous-genre *Leptonia* et incluant aussi *Entoloma hebes* et *E. conferendum*. De même, les espèces des genres *Camarophyllopsis* et *Porpoloma* sont ajoutées à celles du genre *Dermoloma*. D'autres méthodes d'interprétation sont plus spécialement adaptées aux hygrocybes (Vesterholt 1999 ; Boertmann 2010). Nous nous sommes aussi servis de ces derniers travaux, car le tableau ci-après ne présentait pas à l'origine une classe d'intérêt international. Pour combler cette lacune, nous avons ajouté pour les hygrocybes une classe d'intérêt international issue des travaux de Boertmann (2010), puis, nous les avons réétalonnés. Ce tableau d'ensemble (Tableau 15) permet donc d'évaluer l'intérêt des sites à partir des CHEGD sur une échelle d'intérêt patrimonial variant de « site à intérêt faible pour la fonge » à « site d'intérêt international ».

NB. Seules les espèces seront comptabilisées, non les taxons de rang inférieur (variétés, formes, etc.).

Tableau 15 : Interprétation des relevés CHEGD

Taxons (intérêt du site)	Nombre d'espèces				
	Faible	Local	Régional	National	Inter-national
<i>Clavaria</i> , <i>Clavulinopsis</i> , <i>Ramariopsis</i>	1 ou 2	3 à 4	5 à 8	9 et plus	
<i>Hygrocybe</i> , <i>Cuphophyllus</i>	1 à 4	5 à 9	10 à 20	21 à 24	25 et plus
Espèces du genre <i>Entoloma</i>	1 à 3	4 à 7	8 à 16	17 à 19	20 et plus
<i>Geoglossum</i> , <i>Glutinoglossum</i> , <i>Microglossum</i> , <i>Thuemenidium</i> et <i>Trichoglossum</i>	1	2	3	4 et plus	
<i>Dermoloma</i> , <i>Porpoloma</i> et <i>Camarophyllopsis</i>	0	1	2	3 et plus	

Pour juger de l'intérêt du site que l'on étudie, il suffit de placer les résultats des suivis dans le tableau. L'intérêt du site retenu est la note la plus élevée obtenue tous taxons confondus.

NB. Ces travaux sont pionniers en France métropolitaine. Il est dès à présent nécessaire d'indiquer qu'il sera possible ou nécessaire de revoir les limites des classes d'intérêt d'ici plusieurs années et en analysant un ensemble conséquent de retour d'études CHEGD de sites français.

Il existe une autre méthode permettant de hiérarchiser des sites entre eux. Elle repose sur l'indice de Rotheroe (1999) qui utilise les espèces les plus rares et emblématiques. Ce type de méthode reste à adapter à la France.

1.8. Présentation des résultats obtenus

Remarque préliminaire. Pour rendre concrète la démarche, il sera pris, pour l'ensemble de l'interprétation des données, l'exemple de la Réserve Naturelle Nationale du Pinail (zone nord du pâturage de 2,5 ha de lande mésoxérophile et de végétation à fougère aigle).

1.8.1. Évaluation du potentiel d'une prairie dans le cas d'une visite unique :

Est présentée ci-après (Tableau 16) l'évaluation du potentiel d'une prairie en positionnant dans le tableau le nombre de taxons trouvés. Au bout de chaque ligne est inscrite la somme des éléments de la ligne et, au bas du tableau, apparaît le total permettant l'interprétation.

La sortie du 1^{er} décembre 2013 est prise en exemple (trois observateurs, 1 h 30 de prospection, pas de gel subi depuis plusieurs semaines).

Tableau 16 : Tableau d'interprétation du potentiel fongique d'une pelouse de la Réserve Naturelle du Pinail, sur une sortie

Espèces fongiques	Points	Calcul	Résultat
Les décomposeurs de litière (petites espèces grises, brunes ou blanches) à chapeau dépassant 2 cm de diamètre, telles celles des genres <i>Mycena</i> , <i>Galerina</i> et <i>Crinipellis</i> .	1 pt, quel que soit le nombre d'espèces	1 ou 0	
Décomposeurs fimicoles : espèces des genres <i>Coprinus</i> , <i>Conocybe</i> , <i>Panaeolus</i> , <i>Panaeolina</i> , <i>Psathyrella</i> , <i>Psilocybe</i> et <i>Stropharia</i> .	1 pt, quel que soit le nombre d'espèces	1 ou 0	
Espèces du genre <i>Agaricus</i> .	1 pt, quel que soit le nombre d'espèces	1 ou 0	
Espèces du genre <i>Entoloma</i> (lames roses)	2 pts par espèce	2 × nbre esp.	
<i>Clavaria</i> , <i>Clavulinopsis</i> , <i>Ramariopsis</i> , <i>Geoglossum</i> , <i>Microglossum</i> et <i>Trichoglossum</i>	4 pts par espèce	4 × nbre esp.	4 × 4 = 16
<i>Clavaria zollingeri</i> (violette)	6 pts pour cette espèce	6 ou 0	
Espèces du genre <i>Cuphophyllus</i> (blanches)	2 pts, quel que soit le nombre d'espèces	2 ou 0	
Hygrocybes gris ou bruns (<i>H. nitrata</i> , <i>H. ovina</i> , <i>H. unguinosa</i> , etc.)	3 pts quel que soit le nombre d'espèces	3 ou 0	
Hygrocybes du groupe de <i>H. conica</i> (jaune orangé noircissant)	2 pts quel que soit le nombre d'espèces	2 ou 0	
Hygrocybes jaunes (<i>H. chlorophana</i> , <i>H. glutinipes</i> etc.)	2 pts, quel que soit le nombre d'espèces	2 ou 0	
Hygrocybe vert (<i>H. psittacina</i>)	2 pts pour cette espèce	2 ou 0	2
<i>Cuphophyllus pratensis</i> (ocre-orangé)	3 pts pour cette espèce	3 ou 0	
<i>Hygrocybe reidii</i> (orangé).	3 pts pour cette espèce	3 ou 0	3
Hygrocybes rouges (<i>H. coccinea</i> , <i>H. punicea</i> , <i>H. splendidissima</i> , etc.)	7 pts, quel que soit le nombre d'espèces	7 ou 0	7
<i>Hygrocybe calyptriformis</i> (rose pâle)	10 pts pour cette espèce	10 ou 0	
Espèces du genre <i>Dermoloma</i>	3 pts, quel que soit le nombre d'espèces	3 ou 0	
Espèces du genre <i>Camarophylloopsis</i>	3 pts, quel que soit le nombre d'espèces	3 ou 0	
Espèces du genre <i>Porpoloma</i>	6 pts, quel que soit le nombre d'espèces	6 ou 0	
Espèces des genres <i>Langermannia</i> , <i>Calvatia</i> et autres champignons à chapeau dépassant 4 cm de diamètre non cités.	1 pt par espèce	1 × nbre esp.	
Total :			28

Résultat : le site est potentiellement intéressant

Il est important de remettre dans son contexte cette visite unique, en tenant compte des facteurs météorologiques, du contexte de poussée des champignons sur les sites proches, etc., afin de mieux comprendre si cette estimation du potentiel est relativement juste ou, sinon, sous-évaluée.

Dans le cas de cette visite unique, s'il est évidemment important de valoriser le décompte des points, il faut aussi faire une analyse concernant les espèces responsables du total obtenu. Si, par exemple, il s'agit d'espèces largement cotées comme *Clavaria zollingeri* ou *Hygrocybe calyptriformis*, ou certains autres hygrocybes, mais que le chiffre reste faible, on en conclura que le jour de passage a été mal choisi ou que les conditions météorologiques de la saison ne permettaient pas un échantillonnage convenable.

1.8.2. Évaluation d'une prairie par les CHEGD

Pour commencer l'évaluation, il faut indiquer le nombre de visites effectuées sur le site et l'indice de représentativité de l'inventaire. Les éléments principaux à mettre en évidence pour valoriser les résultats sont les suivants.

La liste des taxons trouvés par groupe :

Les fiches de récolte comprendront l'ensemble des espèces de CHEGD trouvées lors des prospections. Il est préférable de faire, dans le rapport de l'étude, la synthèse des taxons présents dans leur totalité, même si certains d'entre eux seront par la suite retirés pour les besoins de l'analyse (sous-espèces ou variétés, comme stipulé précédemment).

Liste des CHEGD de la zone de lande pâturée du nord de la réserve du Pinail (2,5 ha) :

C : *Clavaria acuta* Sow. : Fr.

Clavulinopsis helvola (Pers. : Fr.) Corner

Clavulinopsis luteoalba (Rea) Corner

Clavulinopsis subtilis (Pers. : Fr.) Corner

H : *Hygrocybe cantharellus* (Schwein. : Fr.) Murrill

Hygrocybe chlorophana (Fr. : Fr.) Wünsche

Hygrocybe coccinea (Schæff. : Fr.) P. Kummer

Hygrocybe conica (Schæff. : Fr.) P. Kummer

Hygrocybe irrigata (Pers. : Fr.) Moser ex M. Bon

Hygrocybe miniata (Fr. : Fr.) P. Kummer

Hygrocybe psittacina (Schæff. : Fr.) Kummer

Hygrocybe punicea (Fr. : Fr.) P. Kummer

Hygrocybe reidii Kühner

Hygrocybe splendidissima (P. D. Orton) Moser

E : *Entoloma caeruleum* (P. D. Orton) Noordel.

Entoloma caesiocinctum (Kühner) Noordel.

Entoloma carneogriseum (Berk. & Br.) Noordel.

Entoloma chalybaeum (Fr.) Noordel. var. *chalybaeum* et var. *lazulinum* (Fr.) Noordel.

Entoloma conferendum (Britzelm.) Noordel.

Entoloma exile (Fr. : Fr.) Hesler

Entoloma formosum (Fr. : Fr.) Noordel.

Entoloma lividocyanulum Kühner ex Noordel.

Entoloma longistriatum (Peck) Noordel.

Entoloma longistriatum var. *sarcitulum* (Kühner et Romagn. ex P. D. Orton) Noordel.

Entoloma queletii (Boudier) Noordel.

Entoloma xanthochroum (P. D. Orton) Noordel.

Entoloma serrulatum (Fr. : Fr.) Hesler

Entoloma sodale (Kühner et Romagn.) Horak

G : *Trichoglossum hirsutum* (Pers. ex Fr.) Boudier

D : Aucune espèce.

Les composantes CHEGD

Il s'agit d'une notation permettant de préciser de manière chiffrée la répartition, dans chacun des cinq groupes constituant les CHEGD, des espèces trouvées sur un site⁶.

Plus précisément, sur le site étudié, le nombre d'espèces trouvées appartenant à chacun des groupes donnés constitue les *composantes CHEGD* pour le site en question. Les composantes CHEGD sont donc au nombre de cinq. Chacune d'elles sera repérée en la faisant précéder de l'initiale du groupe auquel elle est attachée et l'ensemble sera présenté sous la forme d'une suite ordonnée. Suivant cette convention, les *composantes CHEGD* de la prairie pâturée de la Réserve du Pinail sont donc C4 H10 E13 G1 D0.

Le gradient CHEGD

Il s'agit de la somme des coefficients numériques des composantes CHEGD, autrement dit du nombre total d'espèces concernées tous groupes confondus, soit, dans l'exemple pris, $4 + 10 + 13 + 1 + 0 = 28$.

Le *gradient CHEGD* de la réserve du Pinail s'élève donc à 28.

L'intérêt du site pour chaque groupe :

au regard des *Clavaria*, *Clavulinopsis*, *Ramariopsis* : **intérêt local**

au regard des *Hygrocybes* et *Cuphophyllus* : **intérêt régional**

au regard des *Entolomes* : **intérêt régional**

au regard des *Geoglossaceae* : **intérêt faible**

au regard des *Dermoloma*, *Porpoloma*, *Camarophyllopsis* : **intérêt faible**.

L'intérêt d'un site étant déterminé par la valeur la plus haute, on parle ici **d'un site d'intérêt régional sur le plan patrimonial**.

NB. En fonction du pH, de la présence ou non de calcaire, la composition du cortège d'espèces peut varier, mais, la majorité des espèces ayant un large seuil de tolérance au pH, cela ne constitue pas une difficulté pour une évaluation pertinente d'un grand nombre de types d'habitats.

À titre indicatif, les 20 prairies les plus riches étudiées dans les îles Britanniques (Griffith 2013), le gradient CHEGD s'étale de 37 à 78, avec une moyenne de 52 espèces. Et cela avec plus de 20 prospections pour chacun des sites. Les résultats pour plusieurs sites de référence sont donnés dans l'annexe 14.

1.9. Indicateur NS

Lors de l'étude de 20 pelouses ayant plus de 100 ans d'ancienneté en Franche-Comté (Sugny et Sellier 2019), la recherche d'indicateurs des meilleures prairies (hiérarchisation) a permis de faire ressortir un élément pertinent : le nombre de carpophores par ha et par relevé regroupé par genre.

⁶ Il est rappelé que les taxons infraspécifiques sont à exclure ou, plus exactement, à assimiler à l'espèce à laquelle ils sont subordonnés. C'est ainsi que *Entoloma chalybaeum* (Fr.) Noordel. var. *chalybaeum* et *Entoloma chalybaeum* var. *lazulinum* (Fr.) Noordel., comptent pour une seule espèce.

Il s'agira de cumuler les effectifs de carpophores présents dans les parcelles ou placettes de pelouses inventoriées en les regroupant par genre (les plus représentatifs).

NS = (Nb. Total de carpophores d'espèces d'un même genre)/la surface en hectare/le nombre de sorties terrain.

Tableau 17 : Tableau exemple : résultats partiels des NS de sites de pelouses de Franche-Comté (issu de Sugny et Sellier 2020).

N° des sites / Genres les plus représentatifs	29	30a et 30 b	31	40a	40 b	41	42	43	44	46
Mode de gestion	F	PE	F (PE)	F	F	F (PE)	F	F	F	F
Surface S en ha	1,13	8,87	5,31	0,83	3,83	0,4	1,6	0,9	3,31	0,42
Années d'étude	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3
Nb de sorties	17	16	16	15	15	16	17	20	16	16
Agaricus	N	1	0,2	0,88	3,52	N	0	0	0,4	N
Calvatia	4,16	0,99	0	0	0,4	0	0	0	N	0
Camarophylloopsis	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Clavaria	0	0	0	0	0,52	0	N	1,39	0,57	0
Clavulinopsis	0	N	0	0	0,7	1,72	N	1,55	2,74	0
Clitocybe	N	0,38	4,84	0	9,73	0	0	0	0,45	9,82
Conocybe	0	0,27	N	0	0	0	0	0	N	0
Coprinus	0	N	1,72	0	N	N	0	0	N	0
Crinipellis	0	1,2	2,07	0	N	0	0	0	N	N
Cuphophyllus	8,38	0,76	4,56	56,7	16,54	13,3	9,82	6,61	15,7	35,27
Dermoloma	0	0	0	0	N	0	N	N	0	0
Entoloma	0,78	0,8	3,33	2,81	N	3,3	2,79	3,72	3,21	7,14
Galerina	1,56	0,51	4,92	8,67	0,35	3,1	0	0	1,51	0,74
Geoglossum	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Hygrocybe	13,17	1,21	N	195,2	10,2	93,1	47,65	32,3	25,25	17,11
Langermania	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Lepiota	0	0	0	0	0	0	0	N	0	N
Lepista	N	0,66	N	1,93	0	N	1,65	1	N	8,18
Macrolepiota	4,06	0,82	2,41	N	N	2,2	0	1,16	N	0
Melanoleuca	0,42	N	6,65	0	0	0	N	0	N	1,78
Microglossum	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Mycena	0,42	0,35	27,1	13,17	4,32	19,4	N	0	10,03	52,53
Panaeolina	0	0	0,88	0	0	0	0	0	0	0
Panaeolus	0	0,44	3,53	0	0	0	0	1,28	N	N
Porpoloma	0	0	0	N	0	7,2	0	0	0	0
Psathyrella	0	N	0	0	0	N	0	0	0	0
Pseudoclitocybe	0	N	N	62,73	0	0	0	0	0,34	3,27
Psilocybe	0	0	0	0	0	2,3	0	0	0	0
Ramariopsis	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Stropharia	0	3,02	9,26	12,37	0,64	0	N	0	0	0
Trichoglossum	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Vascellum	7,91	2,99	0,54	0,96	1,53	2,5	0,99	0	2,85	3,72

Légende :
 Vert : espèces
 typiques des
 pelouses maigres.
 A : absence de
 gestion (évolution
 naturelle);
 B : broyage ;
 F : fauche, FBP :
 fauche/broyage/
 pâturage,
 PC : pâturage caprin,
 PC/O : pâturage
 caprin/ovin,
 PE : pâturage équin,
 PO : pâturage ovin,
 N : nombre
 ayant une valeur
 négligeable.

Cet indicateur permet notamment de faire ressortir des comparaisons entre modes de gestion. Dans l'étude citée, concernant l'analyse des modes de gestion sur les 20 sites, certains groupes étaient particulièrement sensibles au mode de gestion :

- le genre *Cuphophyllus*, NS moyen = 16 si gestion par fauche et 0,6 si autre mode de gestion,
- pour le genre *Entoloma*, NS moyen = 3 si gestion par fauche et 0,9 si autre mode de gestion,
- pour le genre *Hygrocybe*, NS moyen = 35 si gestion par fauche et 1 si autre mode de gestion.

1.10. Outils d'aide à l'identification des hygrocybes

Afin d'aider les novices dans la découverte des champignons des prairies, nous conseillons de se référer au *Guide de détermination des Hygrocybes des pelouses sèches pour le diagnostic terrain (littoral et étage alpin exclus)* publié par le Conservatoire botanique national des Pyrénées et Midi-Pyrénées (annexe 15).

1.11. Stimulation des initiatives nationales et européennes

Les auteurs du présent protocole (Sellier *et coll.* 2015) sont intéressés par toutes les études connexes. L'objectif du recueil des différentes études est de mieux appréhender ces outils d'interprétation sur le territoire national et d'étalonner certains outils pour la France métropolitaine (les différents tableaux de cotation, filtres régionaux, indice de Rotheroe) ou de proposer des éléments de bioévaluation complémentaires.

Afin de placer les résultats dans leur contexte ou de comparer l'étude réalisée sur le site à d'autres études européennes, il est conseillé de consulter le site de Gareth Griffith, lequel regroupe une grande quantité d'études menées en Europe sur le sujet⁷. Nous incitons par ailleurs les auteurs d'études touchant à ces questions à faire parvenir leurs travaux directement à ce chercheur (gwg@aber.ac.uk) pour participer à cette démarche européenne.

⁷ <http://www.aber.ac.uk/waxcap/>

2. Protocole de géolocalisation des perturbations du sol

La spatialisation de perturbations du sol (physiques ou chimiques) s'inscrit dans le prolongement de l'étude des milieux de pelouses et de prairies maigres (CHEGD Fungi), (Sellier *et coll.* 2015 ; Griffith *et coll.* 2013). Elle repose sur plusieurs hypothèses de départ :

- les champignons sont des bio-indicateurs des perturbations physiques et chimiques des sols (Sugny 2014 ; Sellier *et coll.* 2015) ;
- leur absence en milieu propice peut caractériser une ou plusieurs perturbations ;
- leur présence prouve l'absence depuis une durée plus ou moins longue de ces perturbations ;
- les carpophores sont les témoins de la présence dans le sol du mycélium sensible à ces perturbations (élément espèce dépendant).

De fait, la cartographie précise des carpophores, reflet de l'activité mycélienne sous-jacente, renseigne sur l'état du sol sur lequel poussent ces champignons.

2.1. Objectifs

Les objectifs sont très ciblés :

- localiser, par la présence et l'absence de certaines espèces mettant en évidence des perturbations du sol (enrichissement en azote, impact de produits chimiques, retournement...), les zones affectées par l'historique de gestion ;
- cibler sur de vastes surfaces les zones devant faire l'objet d'une protection particulière ou au sein desquelles doivent être mis en place des aménagements pastoraux locaux (point d'affouragement, point d'eau...) en vue de limiter l'impact sur les champignons.

2.2. Méthodes

2.2.1. Habitats

Les habitats sur lesquels est applicable ce protocole sont *a minima* les mêmes que ceux du protocole CHEGD (cf. ci-avant).

2.2.2. Zonation des relevés

Pour effectuer un relevé qui localise une ou des perturbations du sol, et plus largement l'historique de gestions différentes, il faut, outre le fait de reprendre l'ensemble des recommandations précédentes sur les conditions climatiques, répartitions temporelles, etc. être judicieux dans le zonage qui sera défini. On utilisera une aire suffisamment large autour de la zone perturbée à mettre en évidence. En effet, comme dans d'autres sciences, mais surtout en mycologie, l'absence à un instant T d'espèces, ici des carpophores, n'est pas à considérer comme une absence de l'espèce sur la zone. Il faut que ces absences soient contextualisées (Figure 130). Si tout autour de l'objet étudié, dans des habitats similaires, les carpophores des espèces X et Y sont présentes, mais pas sur la parcelle ou la zone cible, cela met en revanche en exergue la présence d'une différence de traitement du sol, ou de l'historique de gestion.

De la même manière, plus le nombre de relevés de terrain sera important, plus les espèces différentes trouvées permettront de mettre en exergue une perturbation du sol. Mais un nombre restreint de sorties (parfois une seule) peut aussi permettre la mise en évidence de ces perturbations.

2.2.3. Matériel et géolocalisation des carpophores

Les carpophores des champignons vont indiquer la présence sous-jacente de l'organisme fongique contenu dans le sol. Il est important d'être le plus précis possible quant à la localisation des carpophores sur le terrain. Pour ce faire plusieurs dispositifs sont applicables. De la cartographie des contours parcellaires jusqu'aux éléments les plus complets comprenant une tablette numérique comportant un logiciel SIG et un GPS intégré (Figure 131).

Quels que soient le matériel disponible et la technique à disposition ou retenue, ceux-ci devront permettre de stocker l'ensemble des éléments associés à une observation naturaliste, compte tenu des contraintes de la mycologie. Pour rappel, toutes les espèces ne sont pas identifiables sur le terrain, il faudra donc assurer la continuité de l'information, depuis le recueil des carpophores sur le terrain, jusqu'à l'identification, afin de compléter les données de la cartographie ainsi obtenue.

Il est ici évidemment préconisé l'utilisation d'une tablette avec GPS intégré et repérage complémentaire avec des couches SIG précises du site étudié, de manière à géolocaliser au mieux chaque carpophore ou groupe de

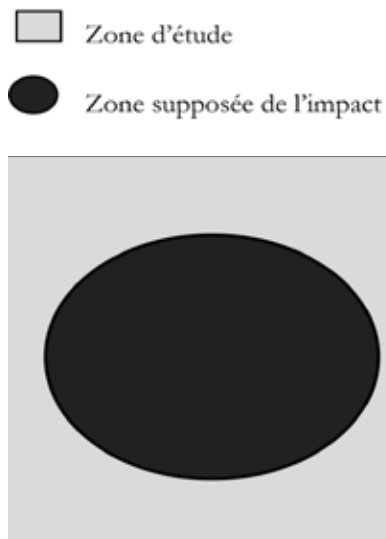


Figure 130 : Schéma théorique de la zone d'étude permettant la localisation d'un impact sur le sol



Figure 131 : Relevé avec géolocalisation des carpophores sur tablette et QGIS
© Y. Sellier

carpophores. Il est recommandé de localiser les carpophores dès que celles-ci sont éloignées de plus de 2 mètres. Il vaut mieux avoir un léger excès de précision que de manquer d'information.

2.3. Spatialisation de perturbations

Les champignons étant de bons bio-indicateurs (Sugny 2014 ; Sellier *et coll.* 2015), il est possible, en cartographiant au mètre près la position des sporophores de certaines espèces indicatrices, d'investiguer sur les impacts des perturbations du sol. En effet, certaines espèces disparaissent ou ne produisent plus de carpophore plus pendant plusieurs dizaines d'années lors de perturbations physiques ou chimiques du sol. De ce fait, leur présence prouve l'absence de ces perturbations depuis plusieurs années ou décennies.

2.4. Méthode d'analyse des géolocalisations fongiques

Il sera nécessaire d'incrémenter la table attributaire de la couche SIG avec les catégories de sensibilité des espèces bio-indicatrices définies en annexe 6. Ensuite, il suffit de réaliser une analyse thématique en fonction des catégories de sensibilité incrémentées, ou de manière plus avancée par espèce. Le patron dessiné par la fonge sera révélateur de la présence ou non de perturbations.

2.5. Exemple appliqué de géolocalisations de perturbations

Pour montrer les informations à retirer de cette application, voici deux exemples concrets.

2.5.1. Exemple de l'impact d'une hutte à moutons sur la réserve naturelle nationale du Pinail :

L'étude menée sur la réserve naturelle nationale du Pinail (Sellier *et coll.* 2014 ; Sugny 2015) contextualisait les résultats comparés avec les végétaux indicateurs et des relevés physicochimiques dans certaines mares. Il a été montré une variation du cortège fongique en fonction de la distance à la perturbation. Dans l'exemple présenté, il s'agit d'un point de regroupement nocturne du bétail (hutte et alimentation en foin) créant un point d'enrichissement du milieu de landes mésophiles oligotrophes. Certains champignons appréciant les fortes doses de nitrate ou étant coprophiles, marquaient bien les zones les plus enrichies. Plus intéressant, alors qu'il est habituellement difficile, voire impossible d'attester d'une absence de perturbation, ici, certaines des espèces particulièrement sensibles aux enrichissements ont permis de délimiter la fin de la perturbation.

La carte présentée ci-après a été obtenue suite à plusieurs prospections de terrain non ciblées.

Dans l'étude citée, il est montré que la fonge apporte une réponse complémentaire à la flore. Depuis cette étude de 2014, les champignons « en avance » sur la végétation nous montrent l'extension de l'impact lié à l'enrichissement progressif des lieux de passages réguliers proches de la hutte.

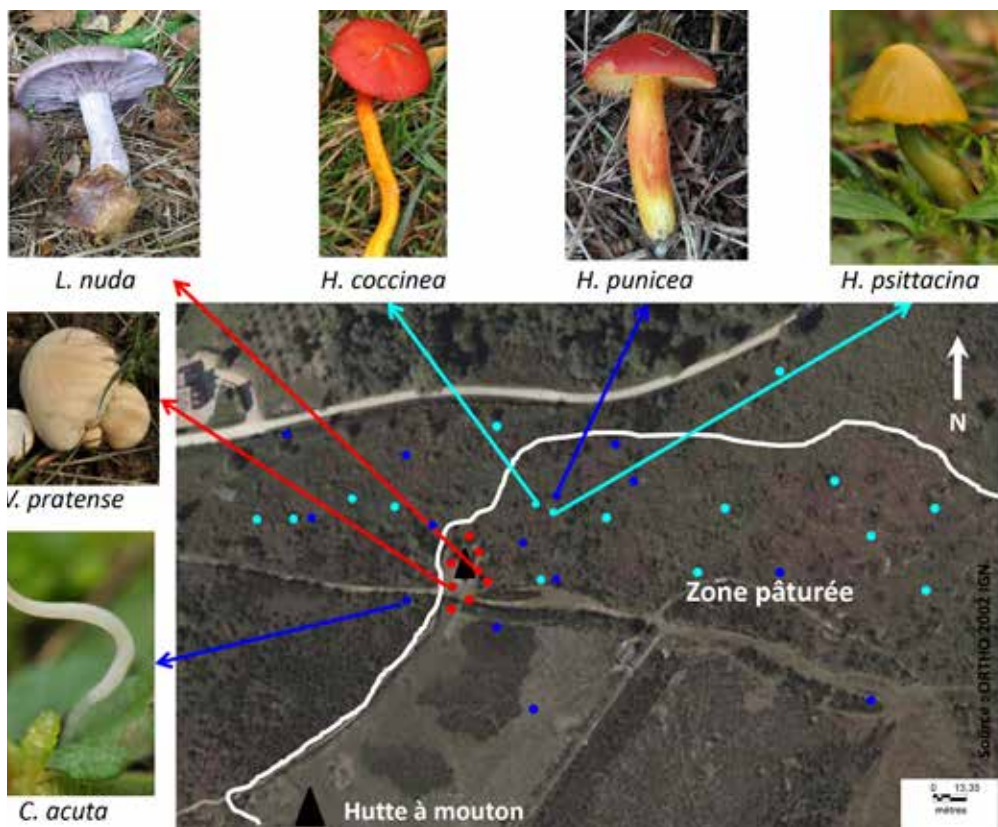


Figure 132 : Répartition de champignons indicateurs autour de la hutte à moutons

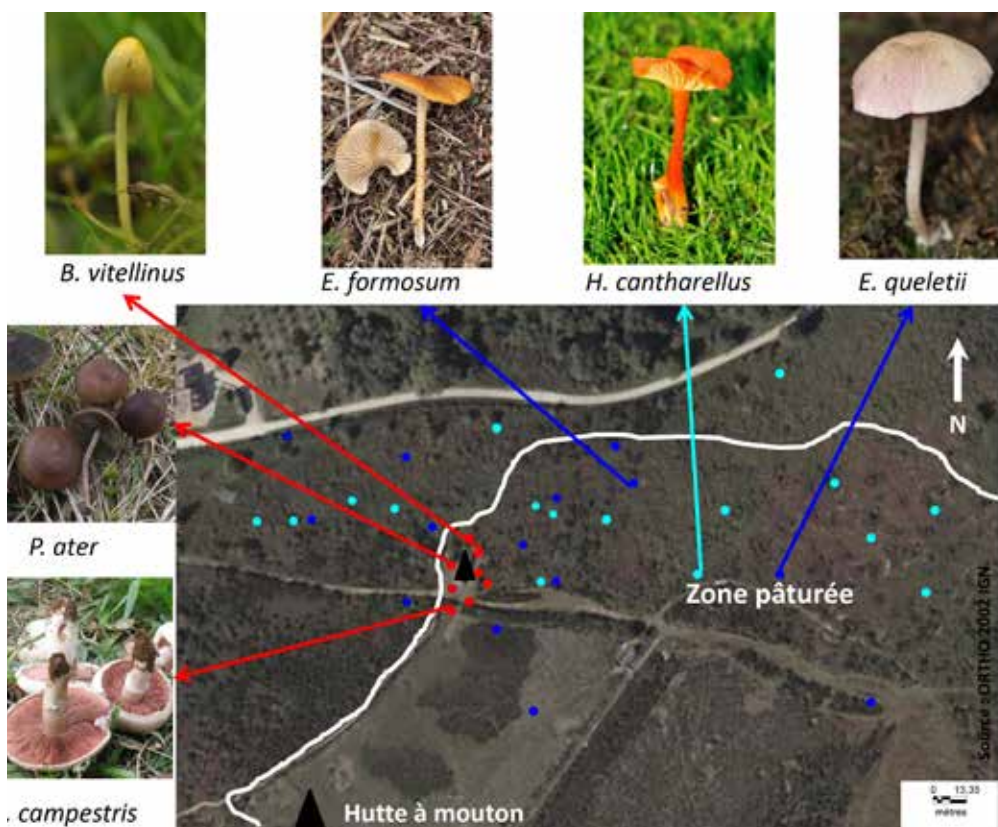


Figure 133 : Répartitions de champignons indicateurs autour de la hutte à moutons (suite)

Légende :

Points bleu foncé (Cat. A) : Espèces très sensibles aux nitrates ; Points bleu ciel (Cat. B) : Espèces sensibles aux nitrates, Points rouges (Cat. C) : Espèces nitratoclines à nitratoaphiles ou rudérales
(© Y. Sellier, J - C. Negret, P. Tanchaud, R. Hervé).

2.5.2. Exemple des prairies d'Audrehem :

Dans le cadre de cet exemple, pris sur les prairies d'Audrehem (Nord-Pas-de-Calais), sont présentés les résultats d'un seul relevé sur chacune des cartes (3 à 4 heures de prospection et de géolocalisation pour chacune des prospections). La carte ci-après (Figure 134) figure celui réalisé le 23 novembre 2014. Il peut être constaté qu'il y a une démarcation au sein des parcelles parcourues du nord au sud. Les données ont été recueillies à l'aide d'un GPS (Garmin Montana). Cette étude a été réalisée par la Société mycologique du Nord de la France en partenariat avec le Parc naturel régional des Caps et Marais d'Opale.

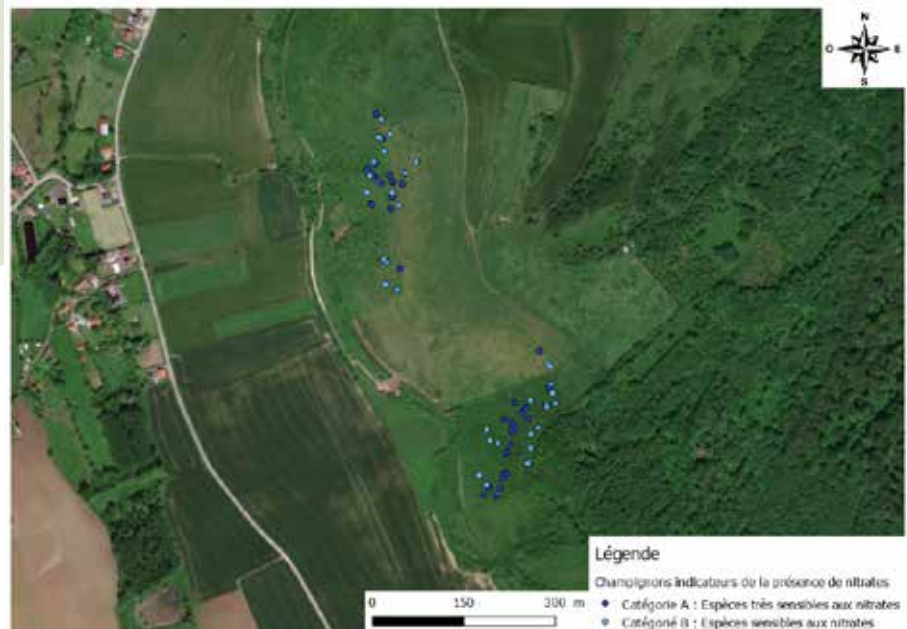


Figure 134 : Représentation cartographique par catégories du relevé du 23 novembre 2014

- ▲ Hygrocybe chlorophana
- ▲ Hygrocybe coccinea
- ▲ Hygrocybe formicata
- ▲ Hygrocybe psittacina
- ▲ Hygrocybe punicea
- ▲ Hygrocybe quieta
- ▲ Hygrocybe reae
- ▲ Hygrocybe unguinosa
- ▲ Hygrocybe konradii
- ▲ Lepista saeva
- ▲ Clavulinopsis corniculata
- ▲ Clavulinopsis helvola
- ▲ Cuphophyllus colemannianus
- ▲ Cuphophyllus pratensis
- Entoloma bloxamii
- Entoloma infula
- Entoloma papillatum
- Entoloma rhombisporum
- Entoloma sodale
- ▲ Hygrocybe aurantiosplendens
- ▲ Hygrocybe calyptriformis

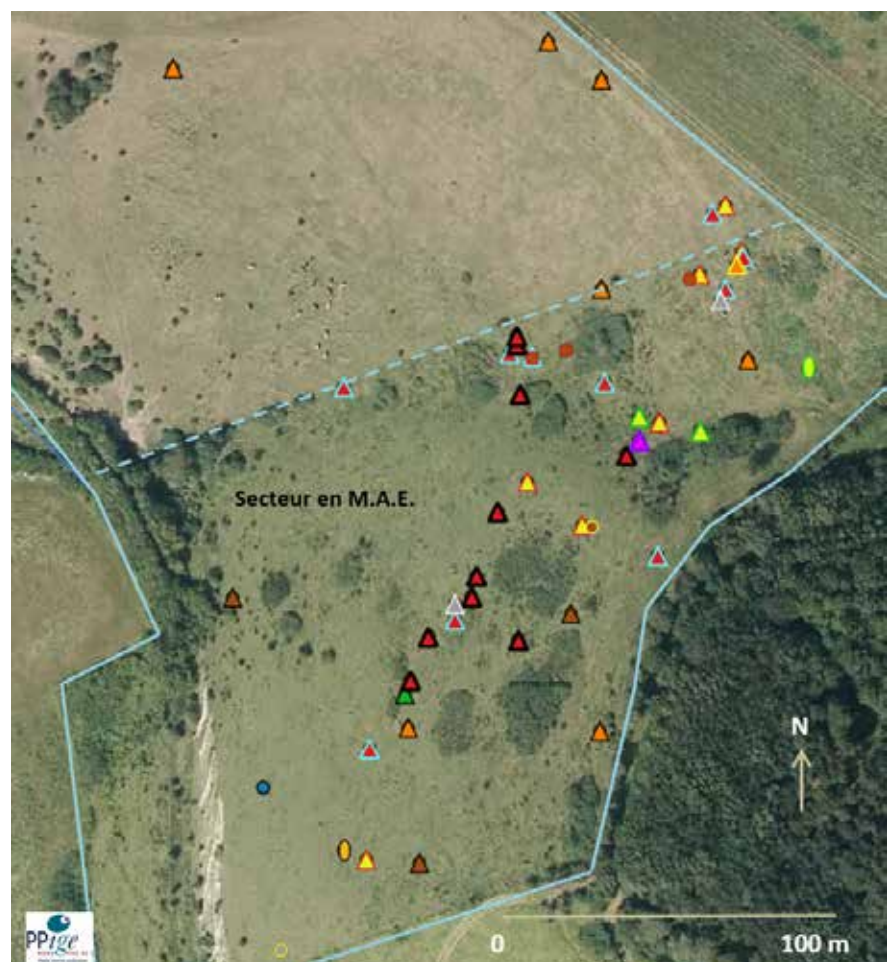


Figure 135 : Représentation cartographique par espèces du 4 novembre 2015

Au-delà de préciser les espèces présentes, cette carte (Figure 135) nous indique des éléments sur la gestion, dont le secteur sud-est, en MAE (pâturage extensif et débroussaillage), alors que la parcelle du nord (qui correspond au centre de la carte précédente) ne l'est pas. De plus, renseignements pris auprès du gestionnaire du site, celui-ci confirme l'épandage d'engrais sur la zone où les champignons sont absents.

3. Protocoles d'étude des champignons forestiers dans le cadre du Protocole de Suivi Dendrométrique des Réserves Forestières (PSDRF) : un outil proposé par l'Office National des Forêts

3.1. Introduction

Depuis de nombreuses années, l'Office National des Forêts, au travers de son réseau national Mycologie a acquis une expérience et des compétences incontournables concernant les inventaires de la fonge forestière (programme GNB, PSDRF, RBI, inventaires en forêts tropicales...) (Voiry & Gosselin 2012, Voiry & Courtecuisse 2012 ; Voiry *et coll.* 2015 ; Blanchard *et coll.* 2016). Le protocole ci-dessous est synthétisé des travaux de Gruhn et Voiry (2017).



Figure 136 : Souche de chêne support de nombreuses espèces fongiques © Y. Sellier

Les forêts représentent depuis toujours l'espace privilégié pour la recherche et l'étude des champignons avec environ 20 000 espèces dépendant de ces milieux. On y trouve notamment des champignons lignicoles qui présentent des avantages par rapport à l'étude des champignons terricoles. Leur apparition est moins dépendante des conditions climatiques qui précèdent immédiatement les relevés. Certaines espèces sont pérennes et donc observables toute l'année. D'autres carpophores sont coriaces et donc persistent pendant quelques semaines. D'autres espèces peuvent produire des carpophores pendant une période assez longue. Le développement des carpophores dépend en effet en partie de conditions d'humidité des pièces de bois. Pour une étude de la détection des champignons du bois mort et compte tenu de la longévité des corticiés et polypores, plus de 80 % de la diversité des champignons de ces

groupes sont présents en début de saison (Purhonen 2016). Outre le fait que certains champignons ne produisent un sporophore qu'au printemps (minorité des cas), cela conforte l'intérêt de pouvoir aussi réaliser des inventaires printaniers (Gruhn et Voiry 2017)

3.2. Cadre d'application

Ce protocole s'applique sur les sites disposant du Protocole de Suivi Dendrométrique des Réserves Forestières (PSDRF) (Bruciamacchie *et coll.* 2007 ; AgroParisTech *et coll.* 2012), dont l'application est coordonnée par Réserve Naturelles de France dans le cadre de l'Observatoire des Forêts Sentinelles (OFS). Il s'agit en général de réserves biologiques dirigées ou intégrale, incluses dans un réseau de plus de 300 réserve réparties sur l'ensemble du territoire forestier de métropole.

Sur ces sites sont notamment inventoriés les bois morts sur des placettes permanentes dans un rayon de 20 m (50 à 100 placettes par site) de manière régulière tous les 10 ans.

3.3. Groupe taxinomique ciblé

Les espèces fongiques relevées en priorité, et de façon exhaustive, sont les champignons lignicoles : espèces dont les carpophores se développent sur le bois (basidiomycètes à lames ou non et ascomycètes).

3.4. Échantillonnage

Pour mener les études fongiques, il est préconisé de réaliser l'inventaire post étude dendrométrique, et d'étudier 10 à 15 placettes en montagne et 15 à 20 placettes en plaine, tirées au sort parmi les 20 % les plus riches en bois mort au sol. Cette sélection est réalisée en incluant les principaux milieux naturels rencontrés dans la zone d'étude. Elle est raisonnée en optimisant le cheminement entre placettes. En montagne, cette réflexion est particulièrement importante pour tenir compte des dénivelés.

3.5. Prospection de terrain

Tous les gros bois (diamètre sup. à 30 cm) morts au sol sont inspectés en priorité et sur toute leur longueur (même si une partie dépasse les 20 mètres de rayon de la placette). Puis les autres supports ligneux à l'intérieur du rayon de 20 mètres sont examinés. Les champignons non déterminables sur le terrain sont prélevés pour examen microscopique au laboratoire.

Un complément d'inventaire des autres champignons trouvés sur la placette ou lors du cheminement entre placettes est également conduit (en spécifiant le numéro de placette ou de parcelle forestière). Les micro-habitats non représentés dans les placettes et rencontrés lors du cheminement pourront aussi être prospectés. Tous ces relevés complémentaires visent à améliorer la connaissance de la biodiversité fongique de la zone d'étude tout en valorisant les déplacements dans la réserve.

3.6. Pression d'observation

De manière à homogénéiser la pression d'observation, la durée des relevés sur une placette ne doit pas excéder une heure.

3.7. Variante complémentaire du suivi

Il peut être proposé un suivi mycologique pluriannuel individualisé des gros bois morts au sol des placettes. Ceux-ci devront être repérés au premier passage en notant la distance et l'azimut de la base de la pièce au centre de la placette. L'utilisation de plaquettes numérotées devra être généralisée. En effet, en zone de montagne, certaines pièces de bois peuvent sortir de la placette ou disparaître entre deux inventaires, du fait de la pente.

3.8. Matériel nécessaire

L'équipement général nécessaire sur le terrain comprend :

- le plan de la forêt,
- le plan de la zone d'étude – éventuellement, la carte des habitats ou la carte des peuplements,
- le fichier de l'inventaire dendrométrique des placettes sélectionnées,
- un GPS chargé pour la localisation des placettes ou, à défaut, boussole et topofil, lorsque les placettes ont été implantées sur la base d'un cheminement,
- un piquet pour matérialiser le centre de la placette et un télémètre pour évaluer les limites de la placette.

L'équipement d'étude mycologique comprend :

- une loupe de terrain,
- des réactifs chimiques de terrain,
- un outil pour couper (couteau, petite scie ou hachette),
- un emballage pour la récolte (papier journal ou enveloppes pour les corticiés, papier aluminium ou boîtes en plastique pour les spécimens fragiles de lamellés),
- un contenant (grand panier ou boîte de pêche ou boîte à outils comportant des casiers),
- des étiquettes,
- une glacière (stockage rapide des champignons à lames sujets à la déliquescence rapide).

3.9. Récolte des échantillons

Seuls les exemplaires nécessaires à l'identification sont prélevés, en quantité nécessaire et suffisante. Les champignons directement identifiables sur le terrain ne sont pas prélevés. Il sera noté les éléments importants sur le terrain (rhizoïde, rhizomorphe, sclérote, espèce hôte, les arômes, caractère hygrophane, photo). Si le champignon prélevé est identifiable par examen sur le terrain, il est remplacé dans son élément, et son environnement bousculé lors du prélèvement est remis en état du mieux possible (bois retournés, par exemple).

L'abondance peut être appréhendée par le nombre de pièces de bois colonisées par une espèce dans les sites où les gros bois morts ont été repérés.

Les déterminations sont ensuite réalisées en laboratoire et un herbier des espèces rares ou posant des problèmes de détermination est constitué.

3.10. Temps et personnel nécessaires

Pour chaque campagne de terrain, la prospection se fait à 2 personnes pendant 5 jours et le même temps est à prévoir pour les identifications et analyses des

données (dont la rédaction du rapport). 3 à 4 campagnes de terrain seront nécessaires pour mener l'inventaire.

3.11. Interprétation

Pour l'analyse des résultats, se référer à la partie dédiée du cahier technique. Dans le cadre de ces inventaires, il sera notamment important de viser une interprétation en lien avec les outils sur la patrimonialité, les spectres biologiques, les espèces indicatrices et les outils de bioévaluation de la fonge saproxylique du Conservatoire Pyrénées Midi-Pyrénées.

3.12. Contacts

Gérald GRUHN

Office National des Forêts

Animateur du Réseau national Mycologie de l'ONF

Tél. : 04 66 49 08 30

Courriel : gerald.gruhn@onf.fr



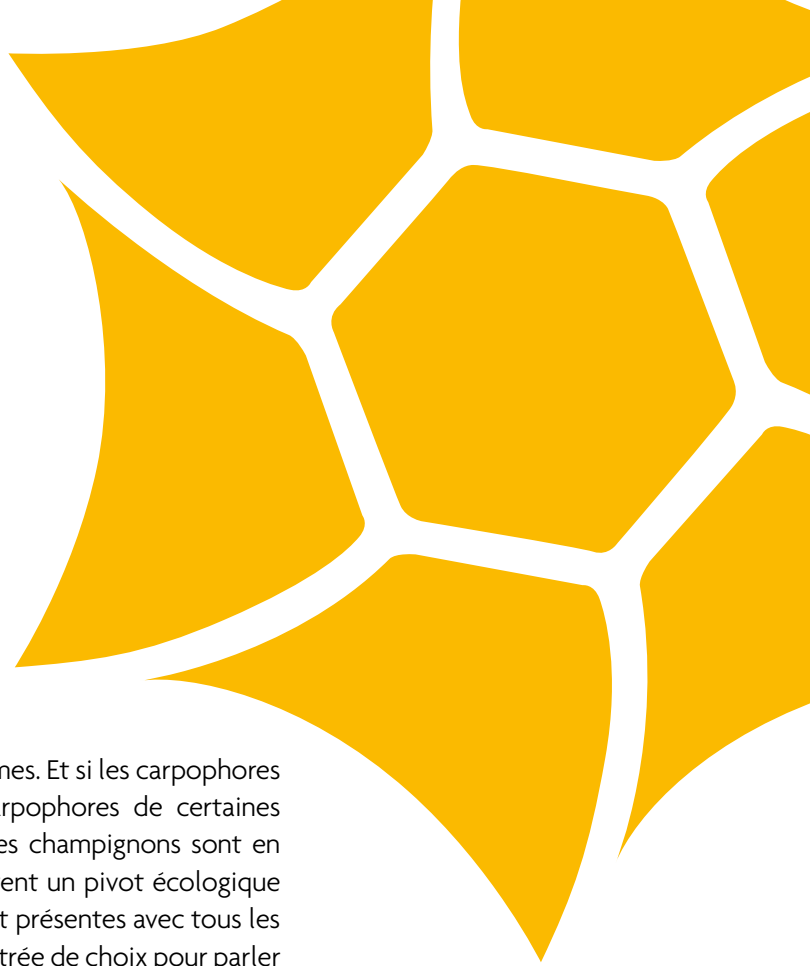
Chapitre 7

Communiquer autour des champignons

1. Les usages	167
1.1. Nommer les champignons	167
1.2. Usages historiques	167
1.3. Consommation	169
1.4. Médecine	175
1.5. Utilisations modernes et innovantes	175
2. Supports d'animation	177
2.1. Les sorties découvertes naturalistes opportunistes	178
2.2. Les idées reçues sur les champignons	178
2.3. Un atelier des arômes	180
2.4. Un atelier de culture de pleurotes	180
2.5. Les expositions de champignons	181
2.6. Les clés de détermination des grands groupes de champignons	182
2.7. Les puzzles ou schémas à compléter pour évoquer l'anatomie, les cycles de vie, l'écologie des espèces...	182
2.8. Le jeu du panier	184
2.9. L'élaboration d'une sporée	185
2.10. Les quizz	185
2.11. Les posters et fascicules d'information	186
2.12. La confection de diaporamas et la réalisation de conférences	186
2.13. Un atelier microscopie	186
3. Quelques histoires incroyables sur les champignons	187
3.1. L'individu champignon et les plus gros du monde	187
3.2. L'âge des carpophores de champignons	189
3.3. Les ronds de sorcières	189
3.4. Hébécomes et cadavres	190
3.5. Le pilobolus et l'accélération fulgurante	191
3.6. Schizophylle commun (<i>Schizophyllum commune</i>)	192
3.7. Tramètes aux couleurs changeantes (<i>Trametes versicolor</i>)	193
3.8. L'Amadouvier (<i>Fomes fomentarius</i>)	194
3.9. Le PPolypore du Bouleau (<i>Fomitopsis betulina</i>)	194
3.10. Le Coprin noir d'encre (<i>Coprinus atramentarius</i>)	195
3.11. L'Oronge ou Amanite des Césars (<i>Amanita caesarea</i>)	196
3.12. Champignons et plastique	197



Cœur de sorcière (Clathrus ruber) © Y. Sellier



Les champignons sont omniprésents dans les écosystèmes. Et si les carpophores peuvent se faire rares une partie de l'année, les carpophores de certaines espèces sont présentes toute l'année, et les traces des champignons sont en revanche présentes partout. Ces organismes représentent un pivot écologique de nos écosystèmes. Des relations interspécifiques sont présentes avec tous les autres groupes taxinomiques. Ce taxon est donc une entrée de choix pour parler de tous les thèmes écologiques, de la productivité primaire au recyclage de la matière, en passant par le parasitisme, le mutualisme, les impacts des facteurs biotiques et abiotiques... et pour expliquer cela, nul besoin d'être un mycologue chevronné et de connaître toutes les espèces sur le bout des doigts. Ce chapitre vise à donner quelques éléments pouvant structurer les discours autour de connaissances prisées par différents publics, des idées de valorisation, d'ateliers... permettant de mettre à l'honneur les champignons au cours de balades ou de démarches plus structurées. Ce chapitre sera avantageusement complété par la lecture du chapitre 1, reprenant les notions générales sur les champignons et où de nombreux éléments sont valorisables, car recherchés par différents publics.

1. Les usages

1.1. Nommer les champignons

Avant toute chose pour connaître, il est nécessaire de pouvoir nommer les choses. Si certains champignons très courants disposent de plusieurs dizaines de noms français, certains n'en ont pas ou leur nom est peu connu. Un travail, mené par la Société mycologique de France, vise à pallier ce déficit pour les espèces ne disposant pas encore de nom français. Il est donc proposé de télécharger le travail réalisé par le groupe d'attribution des noms français de champignons :

<http://www.mycofrance.fr/publications/les-noms-francais-des-champignons/>

1.2. Usages historiques

1.2.1. La Préhistoire

Les champignons étaient déjà utilisés aux premiers temps d'*Homo sapiens sapiens*. Il n'y a pas de preuves formelles qu'ils étaient consommés, mais d'autres usages en étaient faits. Ils servaient par exemple de matériau de base pour

allumer les feux. L'amadou est composé de matières sèches très inflammables, au même titre que les fibres animales et végétales, les fécès séchées ou bien encore les champignons séchés. L'amadouvier (*Fomes fomentarius* (L.) Fr.) tire son nom vernaculaire de l'amadou et a été, entre autres, utilisé comme matériau inflammable depuis la préhistoire (Roussel *et coll.* 2002a). Ce champignon a été découvert en 1991 dans la besace de l'homme de Hauslabjoch, de son petit nom « Ötzi », homme momifié retrouvé en parfait état après la fonte d'une partie d'un glacier dans le Tyrol italien. Sa besace contenait également des Polypores du bouleau (*Piptoporus betulinus* (Bull.) P. Karst.), ce qui attesterait de l'utilisation médicinale des champignons au moins dès le Chalcolithique, Otzi ayant vécu il y a quelque 5300 ans (Capasso 1998 ; Garon *et coll.* 2015).

Les champignons ont servi de source d'inspiration à l'art rupestre, ils ont notamment été représentés en Afrique dans des peintures rupestres sahariennes remontant à 7000 av. J.- C. Des représentations de champignons sont retrouvées dans l'art précolombien, chez les Mayas, les Dariëns et les Aztèques. Les champignons étaient plutôt utilisés comme des « révélateurs de dieu(x) », les psilocybes, aux effets hallucinatoires, étant les plus utilisés. Que ce soient chez les peuplades de Sibérie, d'Amérique du Sud ou d'Europe, les champignons étaient connus et utilisés pour leurs différentes propriétés hallucinogènes à des fins rituelles et pour leurs propriétés médicinales ou alimentaires. (Garon *et coll.* 2015).

Les champignons ont aussi été utilisés pour produire des boissons alcoolisées dès l'Égypte ancienne où l'on se servait déjà de la levure (*Saccharomyces cerevisiae* Meyen) pour produire de la bière. Cette boisson avait pour avantage de contenir moins de microorganismes pathogènes que l'eau, grâce aux levures, et donc de préserver d'un certain nombre de maladies. Les levures, extraites de l'eau du Nil, servirent également aux Égyptiens de levain pour la production de pain, depuis l'époque prédynastique (Peters-Destéract 2005 ; Quentin 2010). *Saccharomyces cerevisiae* a aussi accompagné la production de vin dès l'Antiquité (Garon *et coll.* 2015).

1.2.2. L'Antiquité

Le mot « mycète » vient sans doute du grec « *mykès* », dont la signification serait soit « éponge » soit « mucus ». Ce mot a donné son nom, dans la mythologie grecque, à la nouvelle capitale fondée par le héros Persée, Mycènes, suite à son exil pendant lequel, assoiffé, il aurait bu l'eau retenue dans le chapeau d'un champignon (Duhem 1992). Les différentes civilisations antiques avaient plusieurs manières d'aborder les champignons. Les Grecs se méfiaient de ces espèces capables de tuer, même s'ils savaient en faire pousser certaines sur du fumier (Amigues 2010), tandis que les Romains les appréciaient tellement en festin qu'une espèce a été nommée Amanite des Césars (*Amanita caesarea* (Scop.) Pers.) pour son succès auprès de leurs empereurs.

1.2.3. Le Moyen âge

Plus tard, au Moyen Âge, les champignons étaient craints, associés à nombre de légendes et croyances, aux sorcières et au Malin, et donc tenus à l'écart de la consommation (Duhem 1992). Seules les sorcières s'en servaient pour créer des mixtures considérées comme maléfiques, même s'il est plus probable que celles-ci furent des guérisseuses utilisant la fonge dans un but médical. Les « ronds de sorcières », qui apparaissent soudainement dans les clairières, tiennent leur appellation de ces croyances médiévales. C'est à cette époque qu'a sévi le « feu de Saint-Antoine », maintenant connu comme l'ergotisme, qui est une atteinte neurologique causée par l'Ergot de seigle (*Claviceps purpurea*

(Fr.) Tul.). Considérée comme l'expression de possessions démoniaques, cette maladie va durer plusieurs siècles sans que l'on soit capable d'en comprendre la cause : les alcaloïdes présents dans la farine de seigle contaminée (Garon *et coll.* 2015). Ce champignon sera ensuite utilisé à des fins récréatives et d'expériences scientifiques vers les années 1970, avec le LSD.

1.2.4. De la Renaissance à nos jours

L'usage alimentaire des champignons s'est perpétué durant cette période, mais peu de documents en attestent l'utilisation culinaire. Les champignons ont été peu utilisés durant la période de la Renaissance jusqu'au XVII^e siècle, les grands esprits de l'époque cherchant d'abord à comprendre ces organismes fongiques à la biologie complexe et au nombre faramineux d'espèces. La pharmacopée d'alors utilise peu de champignons, leur préférant les plantes. Ce n'est qu'à partir du XX^e siècle que l'usage médicinal des champignons est remis au goût du jour, avec la découverte de la pénicilline (*Penicillium notatum* Westling) par Flemming en 1928 (Fleming 1944).

De nos jours, la fonge est beaucoup utilisée dans l'alimentation, avec la production industrielle notamment. Les champignons sont aussi étudiés en laboratoire, pour essayer de trouver de nouvelles molécules plus efficaces à inclure dans la pharmacopée. La fonge commence également tout juste à être prise en compte dans la gestion de l'environnement, puisque certaines espèces apportent des informations non négligeables sur l'état de conservation des milieux.

1.3. Consommation

1.3.1. Aliments transformés

Les champignons ont un rôle prépondérant dans la production de certains aliments transformés de base en France : le pain, le vin, la bière (fermentation), le fromage... Le levain et la levure, *Saccharomyces cerevisiae*, sont obligatoires pour la fermentation qui permet au pain de lever et à la fermentation alcoolique de produire les boissons alcoolisées. Ces boissons permettaient d'éviter les microorganismes présents dans l'eau. Les fromages possèdent aussi une mycoflore complexe, propre à chaque variété, qui conditionne le type de pâte (molle, pressée, persillée) et l'affinage. D'autres aliments, comme le saucisson, la sauce soja, le miso (pâte fermentée japonaise), nécessitent des micromycètes pour leur production. Le café peut également être produit en utilisant les microorganismes présents à la surface de ses drupes. Le chocolat requiert l'intervention de la fermentation pour la dernière étape de la torréfaction et le thé pu-erh est produit en Chine en laissant les microorganismes vieillir les feuilles de *Camellia senensis* var. *assamica* (Garon *et coll.* 2015).

1.3.2. Cultiver des champignons

La culture de quelques dizaines d'espèces de champignons seulement est maîtrisée par l'homme. Le plus cultivé est le champignon de couche *Agaricus bisporus* (J.E. Lange) Imbach, dont 2 millions de tonnes sont produites chaque année dans le monde (Garon *et coll.* 2015). Il est produit en culture industrielle, mais peut également être cultivé chez soi grâce à des kits de culture. D'autres champignons sont cultivés par l'industrie, en France le Pleurote en huître *Pleurotus ostreatus* (Jacq. : Fr.) Kumm., le Reishi *Ganoderma lucidum* (W. Curtis : Fr.) P.Karst. et le Shiitake *Lentinula edodes* (Berk.) Pegler, 1976 en Chine, au Japon et en Corée, la Pholiote du peuplier *Agrocybe cylindracea* (DC. : Fr.) Maire en occident. Mais à part ces quelques espèces, les conditions nécessaires à la croissance des champignons sont tellement mal connues que la majorité des

espèces n'est pas cultivable à l'heure actuelle. La truffe *Tuber melanosporum* fait l'objet de culture et des truffières artificielles existent, malgré la production peu contrôlable et l'entretien important qu'elles requièrent.

1.3.3. Commercialisation

La vente de champignons cultivés et sauvages est réglementée en France. En 2005, la part du marché mondial liée à la production de champignons cultivables s'élevait à plus de 45 milliards de dollars (Chang *et coll.* 2005). La France est une consommatrice importante de champignons, par exemple elle consomme 70 % de la production mondiale de champignons de Paris. La consommation et l'exportation des champignons sauvages comestibles sont en toute logique inférieures à celle des champignons cultivés, mais restent importantes, leur valeur mondiale étant estimée à 3 milliards d'euros (Garon 2015).

1.3.4. Comestibilité variable

Certains champignons ne sont pas comestibles pour tout le monde et/ou ils ne le sont pas en toutes circonstances. Les champignons récoltés en milieu sauvage doivent toujours être consommés bien cuits, car une partie de ceux décrits comme « comestibles » ne le sont pas lorsqu'ils sont crus. Il faut faire attention au lieu de récolte, puisqu'un champignon qui a poussé à proximité d'une source de pollution (route, champs amendés et traités, compost, sites industriels...) aura accumulé différentes molécules et sera impropre à la consommation. Un champignon comestible ne le sera plus s'il est vieux, car il sera alors colonisé par des bactéries (potentiellement toxiques), pourriture plus ou moins visible. Les consommateurs de champignons seront donc toujours attentifs à l'environnement autour de leur récolte et à la fraîcheur de celle-ci. Les champignons doivent également être transportés et conservés dans des supports en bois/carton, car le plastique (sacs) favorise le développement de bactéries. La quantité de champignons ingérée ne devra de toute façon pas être importante et ceux-ci ne pas être consommés à tous les repas : même des champignons jeunes ramassés dans un milieu non pollué pourront contenir des molécules qui, ingérées en grande quantité, peuvent provoquer des complications. L'état de santé et l'état physique du consommateur sont à prendre en compte également. Il est déconseillé de donner des champignons à consommer aux personnes à la santé fragile, âgées, très jeunes et aux femmes enceintes, surtout si la détermination n'a pas été vérifiée par un mycologue expérimenté (Courtecuisse *et coll.* 2011).

1.3.5. Legislation

Législation sur la cueillette

L'essentiel

En général, le ramasseur collecte sur des terrains qui ne lui appartiennent pas. Il devra donc se renseigner sur la propriété sur laquelle il pénètre et récolte. Des règles générales existent, mais des exceptions peuvent être posées localement et nul n'est censé ignorer la loi. À l'échelle de la France, de nombreux cas existent, voici les plus communs :

Certaines propriétés sont ouvertes au public, comme la plupart des forêts domaniales ou communales. Le ramassage des champignons y est toléré, en général pour 5 litres/personne et par jour.

Sur les autres terrains, le ramasseur doit obtenir l'autorisation des propriétaires. Beaucoup d'entre eux tolèrent cependant les collectes sans demande d'autorisation.

Avec des panneaux ou des clôtures, d'autres propriétaires manifestent clairement leur interdiction d'accès par des tiers et/ou les ramassages. Dans tous les cas, il convient de respecter les règles de circulation ou de stationnement.

Règle générale

Tout ce qui pousse naturellement sur le sol est considéré comme propriété de celui qui exerce le droit de propriété sur ce sol. En effet, selon l'article 551 du Code civil tout ce qui s'unit ou s'incorpore au sol est présumé appartenir au propriétaire du sol, et selon l'article 547 du Code civil les fruits naturels ou industriels de la terre appartiennent au propriétaire par accession. Seul le propriétaire peut donc cueillir ou ramasser les champignons poussant sur son fonds.

Théoriquement donc, la cueillette ou le ramassage de champignons par des tiers en forêt doit être soumis à l'accord préalable du propriétaire, sauf à encourir des sanctions pénales (amende proportionnelle au volume de produits ramassés).

En pratique, et en l'absence de réglementation contraire (arrêté ministériel ou préfectoral, zone cœur de parc, etc.) la majorité des propriétaires tolèrent les cueillettes et les ramassages à caractère familial (les quantités prélevées sont modestes et destinées à une consommation domestique). Ce type d'activité relève du domaine du loisir, de la distraction et participe à l'accueil du public en forêt. En forêt relevant du régime forestier, par exemple les forêts domaniales, un prélèvement inférieur à 5 litres est toléré (art. R 163.5, al. 1 du Code forestier) pour les tiers, mais cette quantité peut être localement différente. Aucune tolérance n'existe pour les truffes ni pour les concessionnaires de pâturages sur les forêts domaniales.

Plus généralement, aucune tolérance n'existe pour le ramassage de truffe, quel que soit le type de propriétaire.

Des prélèvements qui excèdent manifestement la consommation familiale (de par l'organisation des cueillettes et les quantités prélevées), réalisés au profit d'un même bénéficiaire laissent supposer des récoltes à des fins commerciales. De telles récoltes sont considérées comme des délits (vols ou recels) et les peines peuvent être très lourdes.

Si un propriétaire forestier souhaite maîtriser le ramassage, il doit donc en informer le public en apposant des panneaux ou pancartes afin de faire connaître aux tiers que la cueillette est interdite ou pour le moins soumise à l'autorisation préalable d'une personne (ou d'un service) clairement désignée.

Sanction dans le cadre général

Le Code forestier sanctionne toute cueillette non autorisée en forêt, considérée comme un délit. Il prévoit des infractions différentes selon la nature et la quantité de produits prélevés, ce qui permet une gradation des peines en fonction de la gravité de l'infraction.

La soustraction importante de produits qui vise généralement la commercialisation ou l'utilisation industrielle sera plus lourdement sanctionnée que le ramassage ou l'extraction pour la consommation « familiale ».

Seuls les cueilleurs et leurs complices (voir article 121-7 Code pénal) peuvent être poursuivis pour ces infractions. Les transporteurs (intervenant donc *a posteriori*) pourront être poursuivis pour recel.

Selon le type de champignons et la quantité récoltée sans autorisation, les sanctions peuvent être :

- Prélèvement de truffes sans autorisation du propriétaire par un tiers, quel que soit le volume, délit réprimé par art. L 163.11 du CF (voir peines ci-dessous).
- Prélèvement des autres champignons sans autorisation du propriétaire :
- Prélèvement par un tiers, volume de 5 à 10 litres, délit réprimé par art. R 163.5 du CF, contravention de 4^e classe (750 €).
- Prélèvement par un tiers, volume plus de 10 litres, délit réprimé par art. L 163.11 du CF (pouvant varier de 3 ans à 10 ans d'emprisonnement et 45 000 € à 150 000 €. Ces peines particulièrement lourdes peuvent

être adaptées lorsque les prélèvements sont organisés à grande échelle et destinés à être commercialisés illégalement. À noter également que le transport de champignons issus d'un vol est un recel, puni de 5 ans d'emprisonnement et 375 000 € d'amende).

Cas de la protection ministérielle

Dans le cadre de la législation sur la protection de la faune et de la flore, le code de l'environnement (articles L. 411-1 et L. 411-2) prévoit des dispositions protectrices concernant les espèces végétales figurant sur une liste.

La liste des espèces végétales protégées sur l'ensemble du territoire national a été fixée par un arrêté du ministre de l'Environnement du 20 janvier 1982 (JORF NC du 13 mai 1982). Pour l'instant, en 2020, aucune espèce de champignons ne figure sur une liste d'espèces protégées.

Cas de la protection départementale

L'arrêté ministériel du 13 octobre 1989, modifié, prévoit que le ramassage ou la récolte, la cession à titre gratuit ou onéreux de toutes les espèces de champignons non cultivées peuvent être interdits ou autorisés par un arrêté préfectoral.

Cet arrêté préfectoral peut fixer de manière permanente ou temporaire :

- la liste des espèces concernées,
- la période d'application de la réglementation ou de l'interdiction,
- l'étendue du territoire concerné,
- les conditions d'exercice de la récolte et de la cession,
- les parties ou produits éventuellement concernés ainsi que la qualité des bénéficiaires de l'autorisation.

Il doit faire l'objet de publicité en application de l'article R. 212-9 du Code rural. Les auteurs d'infractions aux arrêtés préfectoraux évoqués ci-dessus sont passibles des peines prévues pour les contraventions de 4^e classe (750 €), en application de l'article R. 215-3 du Code rural. Les agents assermentés sont habilités à constater ces infractions en application de l'article L. 415-1 du Code de l'environnement. Ces arrêtés permettent de modifier les conditions de la règle générale. Par exemple en Ardèche, la cueillette est limitée à 5 kg, et en Haute-Saône 2 kg seulement.

Autres réglementations localisées

Des protections spéciales peuvent localement interdire ou réglementer la cueillette. Par exemple, en Réserve Naturelle, en Réserve Biologique Intégrale ou Dirigées, ou en zone cœur ou d'adhésion de Parc National, toute récolte est interdite.

Dans certains cas, cette réglementation peut être modifiée en raison des usages locaux. C'est par exemple le cas en zone cœur du Parc National des Cévennes, où la récolte autorisée est portée à 10 litres par personne et par jour.

Enfin, certaines communes réglementent la cueillette sur les propriétés privées appartenant aux collectivités (forêts communales ou sectionales). C'est le cas par exemple de la commune des Salces (Lozère) où la cueillette est soumise à l'achat d'une carte pour les non-résidents sur la commune.

Cas des champignons toxiques

Certains champignons réputés hallucinogènes sont réglementés dans le cadre de la législation sur les produits stupéfiants. Leur récolte est donc strictement interdite. Aucun texte ne réglemente la récolte de ces champignons à des fins d'étude et scientifiques.

Législation sur la vente

En France peu de champignons sont interdits à la vente, sauf ceux qui font partie de la liste des espèces protégées (pas de liste française actuellement, mais probable au cours des années à venir), ceux qui font partie d'une liste établie par le préfet interdisant leur ramassage et leur vente, ou faisant partie d'une liste arrêtée par le ministère de l'Agriculture. Les champignons hallucinogènes comme les psilocybes sont également interdits à la cueillette, à la vente, au transport et à l'exposition...

À l'inverse, certaines communes, comme à Nantes et à Poitiers, la vente de champignons sauvages sur les marchés est réglementée par arrêté municipal. Une liste limitative fixe les espèces autorisées ainsi que leurs conditions de vente. Malheureusement peu de municipalités disposent de tels arrêtés.

Par ailleurs, voici deux exemples où l'ANSES (Agence Nationale de Sécurité Sanitaire de l'alimentation, de l'environnement et du travail) a été saisie pour donner un avis dans le domaine de la comestibilité des champignons :

● Avis de l'ANSES Saisine n° 2014 — SA-0256 du 29 juillet 2015

Relatif à l'évaluation des risques liés à la consommation des champignons dénommés : Bolet granulé, vachette (*Suillus granulatus*), Russule olivacée (*Russula olivacea*) et Armillaire couleur de miel (*Armillaria mellea*)

<https://www.anses.fr/fr/system/files/ERCA2014sa0256.pdf>

Avis ayant débouché sur l'**arrêté ministériel du 5 août 2016**

Relatif à la suspension de la mise sur le marché des champignons des espèces Bolet granulé, vachette (*Suillus granulatus*), Russule olivacée (*Russula olivacea*), Armillaire couleur de miel (*Armillaria mellea*) **et Shiitake** (*Lentinula edodes*)

<https://www.legifrance.gouv.fr/eli/arrete/2016/8/5/EINC1622686A/jo/texte>

● Avis de l'ANSES Saisine n° 2015 — SA-0180 — le 4 avril 2017

Avis sur une demande d'avis lié à un projet d'arrêté relatif aux variétés comestibles de champignons de culture et sauvages

<https://www.anses.fr/fr/system/files/ERCA2015SA0180.pdf>

Il en est ressorti un texte très bien documenté qui comporte une liste de 146 champignons comestibles avec remarques liées aux conditions de comestibilité et les risques de confusion avec des champignons à effets toxiques graves voire mortels. À ce jour, aucun texte législatif n'a été publié à l'issue de ces avis.

1.3.6. Intoxications en chiffres

Cas historiques

Les intoxications liées à l'ingestion de champignons non comestibles ne datent pas d'aujourd'hui et des personnages célèbres sont morts de n'avoir pas su distinguer espèces comestibles et dangereuses. La victime la plus connue est Bouddha, fondateur de la religion bouddhiste, qui succomba à un empoisonnement par des champignons en 480 av. J.-C. (Duhem 1992). L'empereur romain Claude fut empoisonné à l'Amanite phalloïde, en 54, par son épouse Agrippine qui voulait donner le trône à son propre fils plutôt qu'à celui de son mari.

Nombres d'hospitalisations

En France, plus d'un millier d'intoxications sont dénombrées chaque année à cause de la consommation de champignons non comestibles (anses.fr 2020). En 2013, 1 233 cas d'intoxications ont été recensés, 411 ont nécessité un passage aux

urgences, dont 18 cas graves menant à 3 décès. En 2016, 864 cas d'intoxications ont été rapportés au réseau des Centres antipoison français, pendant la seule période de surveillance de juillet à décembre. Ces intoxications peuvent mener à l'hospitalisation des consommateurs, avec des symptômes pouvant être légers ou engager le pronostic vital.

Principaux champignons et syndromes

De nombreuses espèces sont aujourd'hui connues pour leur toxicité et les symptômes liés (Trueb *et coll.* 2013, Courtecuisse *et coll.* 2011).

Les champignons les plus impliqués dans les intoxications sont souvent les mêmes, car ce sont ceux qui ressemblent le plus aux espèces fréquemment cueillies : les amanites, *A. phalloides*, *A. pantherina*, *A. muscaria*, *A. verna*, *A. virosa*. L'intoxication par *Amanita phalloides* (Fr.) Link représente notamment 90 à 95 % des empoisonnements mortels par les champignons en Europe. Mais également les *Suillus* et les ramaires, s'ils sont mangés en grande quantité, tout comme les Bolets à pores rouges (*Boletus satanas* Lenz), *Tricholoma pardinum* (Pers.) Quél., *Entoloma sinuatum* (Bull. : Fr.) Kumm., etc. Quelque un des champignons les plus courants dans les intoxications sont listés ci-dessous avec leurs syndromes associés.

Les principaux symptômes liés à l'intoxication peuvent apparaître plus de 12 h après ingestion de champignons non comestibles. L'intoxication peut s'exprimer par différents syndromes, classés en fonction des toxines et de leurs symptômes. Généralement, il est considéré que les symptômes se déclenchant le plus rapidement sont les moins graves, alors que ceux qui apparaissent plus de 6 h après ingestion sont ceux qui présentent le plus de complications. Parmi les syndromes, ceux à latence courte (en dessous de 6 h) sont, du moins grave au plus grave :

- **Gastro-intestinal ou résinoïdien**, c'est le plus courant et le plus rapide (espèces comestibles en trop grandes quantités, *Tricholoma pardinum* (Pers.) Quél., *Entoloma sinuatum* (Bull. : Fr.) Kumm.) ;
- **Muscarinien ou sudorien** (Clitocybes blancs, par exemple *C. rivulosa* (Pers. : Fr.) Kumm., et inocybes comme *Inocybe patouillardii* Bres.) ;
- **Pantherinien** (*Amanita muscaria* et *Amanita pantherina*) ;
- **Psilocybien ou narcotinique** qui induit des hallucinations (psilocybes et panéoles) ;
- **Coprinien** (*Coprinus*) qui provoque une intolérance à l'alcool ;
- **Paxillien** (*Paxillus involutus*), cas particulier, car se déclenche rapidement, mais est fatal s'il n'est pas traité à temps.

Les syndromes à latence de déclenchement longue (6 h à 15 h après ingestion) sont les syndromes suivants :

- **Phalloïdien** (*Amanita phalloides*, *A. virosa*, *A. verna*, *Galerina marginata*, *G. autumnalis*, *G. venenata*, 12 espèces de lépiotes) ;
- **Orellanien** (*Cortinarius orellanus*, *C. speciosissimus*) ;
- **Gyromitrien** (*Gyromitra esculenta*, *G. infula*, *G. gigas*) ;
- **Proximien** (*Amanita proxima*, *A. smithiana*) ;
- **Acromélalgien** (*Clitocybe amoenolens*, *C. acromelalga*) ;
- **Rhabdomyolytique ou myopathique** (*Tricholoma auratum*) ;
- Atteinte du système nerveux central (*Hapalopilus rutilans*).

Une liste des espèces toxiques et comestibles est disponible sur le site de Mycofrance, à l'adresse suivante :

<http://www.mycofrance.fr/publications/champignons-toxiques-comestibles/>

1.4. Médecine

Depuis la préhistoire, les champignons fournissent de nombreuses molécules valorisées par la médecine. Consommés directement, ils étaient utilisés pour leurs propriétés antibiotiques, antibactériennes, antivirales, vermifuges, anticoagulantes, pour soigner les plaies, contre la fièvre, les molécules cancéreuses... Les vertus thérapeutiques de la fonge étaient déjà bien connues en Orient, les Chinois consommant *Ganoderma lucidum* et *Lentinula edodes* dès l'an 199 après J.-C. (Garon *et coll.* 2015).

Aujourd'hui, c'est plus de 15 % de notre pharmacopée mondiale qui dépend des champignons, avec de nombreux antibiotiques (penicilline, acide fusidic, fumagilline...), des immunosuppresseurs (cyclosporine, fingolimod...), immunostimulateur (lentinan), contre les migraines (ergotamine), le cholestérol (statines)... (stateoftheworldsfungi 2019).

Certaines découvertes récentes attribuent le mérite non plus à la plante, mais au champignon. C'est le cas du taxol, alcaloïde extrait de l'écorce de l'If du Pacifique *Taxus brevifolia*, qui est une molécule dont l'activité cancéreuse a été mise en évidence dans les années 1980. Cependant, produire des molécules anticancéreuses avec ce végétal est complexe, car l'If du Pacifique est rare et lui retirer son écorce tue l'arbre. Une équipe française de l'Institut de chimie des substances naturelles du CNRS à Gif-sur-Yvette, trouva une première solution en 1979 avec un broyat d'aiguilles d'if dont ils tirèrent une molécule, certes différente du taxol, mais au final bien plus active que ce dernier (Société chimique de France). La production de taxol est en fait réalisée par un champignon endophytique de l'If du Pacifique, *Taxomyces andreaeanae*, ce dernier étant produit par une méthode moins contraignante mise au point par la suite (Stierle *et coll.* 1993). Depuis, d'autres espèces de champignons capables de produire du taxol ont été découvertes, comme *Pestalotiopsis microspora*, et certaines ont également pu être modifiées pour produire la molécule (Strobel *et coll.* 1996).

Le potentiel de découverte de nouvelles molécules chez les champignons est gigantesque. Au Japon, le Shiitake est testé comme thérapie complémentaire aux traitements anticancéreux classiques. Le lentinane, polysaccharide présent dans le Shiitake, possède des propriétés antitumorales. Il favorise la production de macrophages qui produisent des protéines activant les cellules effectrices du système immunitaire. Le lentinane est également un immunomodulateur qui inactive certaines enzymes à l'origine de l'activation de molécules chimiques polluantes cancérogènes dans le corps (métaux lourds, etc.). *Inonotus obliquus*, le Chaga en Russie, est également reconnu pour ses propriétés anticancéreuses et antivirales.

1.5. Utilisations modernes et innovantes

Grâce aux fortes avancées dans les connaissances technologiques et scientifiques de ces dernières années, de nombreuses utilisations de la fonge, autres que culinaires et médicinales, ont pu être imaginées et sont en développement un peu partout. Cela va du bâtiment au recyclage, en passant par les vêtements, la production d'objets, d'emballages biodégradables... Voici une liste non exhaustive des nouvelles utilisations des champignons existant de nos jours.

1.5.1. Emballages et produits de tous les jours

Les champignons peuvent désormais servir à la fabrication d'objets du quotidien, l'avantage étant que ces objets s'inscrivent dans les cycles de

développement durable puisqu'ils sont biodégradables. C'est le cas du cuir de champignon développé par plusieurs sociétés telles que MycoWorks aux États-Unis ou du Muskin™ de Grado Zero Espace. Il est produit à partir de la peau du chapeau de *Fomitoporia ellipsoïdes* (<http://www.dn-mag.fr/actualites/20160822-muskin-cuir-vegetal-grado-zero-espace/>). Il ressemble à s'y méprendre à du cuir animal et il est aussi souple et résistant, sans produits chimiques et permet de fabriquer des sacs, des chaussures, des vêtements... (<https://positivr.fr/muskin-cuir-vegetal-champignon-biodegradable/>). Les champignons pourraient aussi être utilisés en remplacement du plastique, polystyrène et autres dérivés du pétrole, pour des emballages rigides. C'est ce que propose l'entreprise Ecovative, qui produit ces objets à partir de moules dans lesquels ils font pousser un mycélium qui se nourrit de déchets agricoles et qui prend la forme désirée en quelques jours seulement (<http://www.ladn.eu/nouveaux-usages/signaux-faibles/des-champignons-pour-les-emballages-dikea/> ; <https://www.ecovatedesign.com/>). Ils développent toutes sortes d'objets : planches de surf, meubles, bouées de protection, sièges de voiture, panneaux acoustiques...

1.5.2. Écoconstruction

Le mycélium peut être utilisé à une échelle plus importante, comme dans la construction de bâtiments. Non seulement ses propriétés respirantes peuvent être utilisées pour créer des panneaux d'isolation, comme le fait l'équipe américaine Eureka avec ses panneaux Greensulate™, mais il est également utilisé pour fabriquer des briques de construction (MycoWorks, Mycotech), qui sont résistantes, légères, ininflammables, recyclables et dont la fabrication ne requiert que peu d'énergie. Ces briques permettent de remplacer le béton, réduisant ainsi l'utilisation du sable qui est une ressource qui va manquer à l'avenir.

1.5.3. Mycoremédiation

Les champignons ont des capacités de captage et de stockage importantes des molécules non dégradables, comme les métaux, et peuvent ainsi servir en mycoremédiation et mycofiltration. La mycoremédiation est définie par l'usage de champignons pour décontaminer l'environnement. Elle sert à la décontamination des sols pollués par les contaminants organiques de l'activité anthropique. Cette technique peut être une solution écologique pour remplacer la décontamination industrielle des sols, qui utilise des techniques de lavage avec des solvants ou l'excavation des sols pour les traiter en usine. Des espèces comme *Pleurotus ostreatus* et *Trametes versicolor* sont particulièrement efficaces dans la dégradation de la lignine et des dérivés du pétrole, et pourraient servir en mycoremédiation. Cette technique est encore en développement à cause du manque d'études spécialisées par espèces de champignons, la plupart des résultats étant obtenus avec *Phanerochaete chrysosporium* (Šašek 2012 ; Bumpus et coll. 1985), et à cause de la méconnaissance des facteurs abiotiques nécessaires au développement des champignons sur sols contaminés.

1.5.4. Mycofiltration

La biofiltration est définie comme l'ensemble des techniques biologiques ayant fait l'objet de nombreuses applications industrielles pour la dépollution des gaz ou de l'eau. Elle consiste à forcer le passage du gaz ou de l'eau à travers un matériau granulaire sur lequel sont fixés les microorganismes épurateurs.

Pour ce qui est de la mycofiltration, elle peut être incluse dans la biofiltration et permet le traitement des eaux usées, de filtrer des boues septiques, des eaux contaminées par les rejets d'usines, etc. La technique utilisée consiste à

implanter du mycélium dans la couche supérieure du sol filtrant, ceci associé à un système de filtration mécanique (sables, etc.). Le mycélium y assure le rôle de décontamineur bactérien, d'accumulateur de molécules toxiques et/ou de producteur de métabolites antibiotiques (Taylor & Stamets 2014). Pour aller plus loin, quelques ouvrages expliquent la mycoremédiation et la mycofiltration :

- Mycoremediation : Fungal Bioremediation ;
- Mycelium Running : How Mushrooms Can Help Save the World.

1.5.5. Recyclage et réutilisation des déchets

Déchets d'origines organiques

La fonge peut également servir à l'évitement et à la réduction de la pollution anthropique. Des chercheurs de l'INRAE et du CNRS (unité mixte de recherche Biodiversité et Biotechnologie Fongiques (BBF) de Marseille, laboratoire Architecture et fonction des macromolécules biologiques (CNRS/Aix-Marseille Université), l'université de York en Angleterre et l'unité Biopolymères Interactions Assemblages de l'Inra de Nantes) étudient l'amélioration de la production d'un biocarburant à base de déchets agricoles, en utilisant les propriétés d'une enzyme produite par les champignons du genre *Pycnoporus* (notamment *Pycnoporus coccineus*) pour dégrader la cellulose des parois des cellules végétales (Couturier *et coll.* 2018). Cette enzyme permettrait une dégradation plus complète du bois des déchets agricoles et donc un meilleur rendement de production de ce type de biocarburant.

Déchets d'origines non organiques

Les champignons peuvent représenter des alliés efficaces dans le recyclage d'objets ou de substances non organiques très transformées et qui ne se dégradent pas ou que très lentement normalement. Par exemple, les couches jetables sont faites de cellulose qui est très difficile à dégrader en temps normal. Il est cependant possible de dégrader en grande partie la cellulose et la lignine qui les composent en utilisant une espèce saprotrophe lignicole comme *Pleurotus ostreatus*, champignon comestible et facilement cultivable (Espinosa-Valdemar *et coll.* 2011).

La capacité de certaines pourritures fongiques à stocker les métaux lourds, comme *Aspergillus niger*, qui se développe sur les aliments, peut être utilisée pour récupérer une partie du cobalt et du lithium présents dans les batteries de piles, téléphones et voitures électriques (Aldos Lobos 2017).

2. Supports d'animation

L'objet de cette partie est de donner quelques éléments classiques utilisés pour valoriser les champignons auprès de publics variés. Différents supports sont communément utilisés par les mycologues et les animateurs nature pour faire passer des contenus sur la diversité, l'écologie, l'utilité... des champignons dans les écosystèmes. Sont évoqués ci-dessous ces éléments classiques, à mettre en œuvre en tenant compte de l'objectif de l'animation et du public visé :

- sorties découvertes naturalistes opportunistes,
- exposition champignons,
- clés de détermination des grands groupes de champignons,
- puzzles ou textes à trous pour évoquer l'anatomie, les cycles de vie, l'écologie des espèces...,
- jeu du panier, où les personnes choisissent les espèces comestibles ou non,
- regroupement des idées reçues sur les champignons,

- élaboration d'une sporée,
- quizz sur différents thèmes,
- posters et fascicules d'information,
- ateliers des arômes,
- confection de diaporamas.

2.1. Les sorties découvertes naturalistes opportunistes

Un des moments privilégiés permettant d'échanger sur de nombreux points concernant les champignons est la balade nature sur le terrain. Outre le fait de pouvoir montrer la diversité des espèces, chaque champignon trouvé donne l'occasion de parler de ses exigences écologiques comme des relations interspécifiques propres ou transversales à son groupe écologique.

Les différents publics accordent souvent beaucoup d'attention à ce genre de transmission d'information (Figure 137). Il faut cependant prendre garde à ne pas trop complexifier le message transmis (nom latin des espèces, critères microscopiques...). C'est une bonne occasion de montrer les espèces sosies et de parler des risques liés à la consommation de champignons, car dans la majorité des cas l'intérêt des personnes se porte en premier lieu sur la comestibilité des espèces. En préambule à ces sorties, il est important d'insister sur les difficultés et les risques d'identifier soi-même les champignons sans connaissances avancées.



Figure 137 : Animation avec un groupe classe sur la réserve naturelle du Pinail
© Y. Sellier

Ces sorties sont l'occasion de valoriser différents supports de communication préalablement élaborés (clé générale, quizz, texte à trou, « puzzle »...). Dans les périodes les plus fastes, des éléments sensoriels sont à creuser avec l'approche des arômes et des goûts des champignons, ainsi que des couleurs.

2.2. Les idées reçues sur les champignons

Beaucoup de croyances et d'idées reçues circulent à propos des champignons. Devant ce vaste groupe, nombreux sont ceux qui pensent connaître ou avoir trouvé « le truc » pour s'assurer de la comestibilité de leurs récoltes. On peut affirmer qu'il n'existe aucun truc ! Les règles ou dictons donnés ont tous des exceptions et ne sont aucunement valables. Il est donc important de prendre

le temps d'expliquer et de démontrer ces « argumentaires » qui ne reposent sur aucune base scientifique fiable. Le seul conseil qui vaille c'est de connaître l'espèce en question et ses critères de détermination, de savoir ce qui la différencie des espèces proches, et d'être certain de sa comestibilité.

Voici quelques exemples d'idées couramment véhiculées :

- Un champignon qui change de couleur ne se mange pas.

Faux, le Bolet à pied rouge (comme de nombreux bolets) bleuit, et c'est un excellent comestible bien cuit.

- Un champignon que les limaces (ou autres animaux) ont commencé à manger est comestible.

Faux, la toxicité est très différente d'un être vivant à un autre, et nous pouvons espérer ne pas avoir la même physiologie qu'une limace ! Les Amanites phalloïdes, comme d'autres champignons mortels, sont consommées par des animaux.

- Un champignon qui fait noircir une cuillère en argent est toxique.

Faux, ce phénomène n'est pas spécifique à une espèce en particulier, et on obtient la même chose avec un jaune d'œuf, du vinaigre...

- Un champignon à lames roses est forcément comestible.

Faux, les entolomes ont des lames qui deviennent roses, or l'Entolome livide fait partie des champignons toxiques courants dans nos forêts. L'idée d'origine fait sans doute référence aux rosés-des-prés, mais là encore parmi les nombreuses espèces d'agarics, toutes ne sont pas comestibles.

- L'Amanite tue-mouches est le champignon le plus dangereux.

Faux, il y a plusieurs espèces bien plus toxiques ou mortelles. Mais l'Amanite tue-mouches bénéficie d'une certaine notoriété, étant facile à dessiner, à reconnaître et étant régulièrement représentée dans les livres d'histoires pour enfants et autres supports (bandes dessinées, dessins animés...).

- Le lait enlève la toxicité des champignons.

Faux, le lait n'inhibe en rien la toxicité des champignons, au mieux il enlève l'âpreté, comme lorsque l'on met du lait dans son café.

- L'ébullition prolongée des champignons avec du vinaigre et du sel enlève leur toxicité.

Si certaines espèces sont comestibles cuites, parce que la molécule toxique est détruite par la chaleur, c'est le cas de l'Amanite rougissante, d'autres ne le sont pas et donc la cuisson, qu'elle soit à l'eau bouillante, au vinaigre, au sel... ne retire en rien la toxicité. De plus, qui voudrait manger des champignons bouillis dans l'eau, le sel et le vinaigre ?

- Tous les champignons qui poussent dans mon jardin sont comestibles.

Faux, on ne peut préjuger des espèces qui pousseraient « dans les jardins », puisque les champignons sont dépendants du sol, des arbres présents, etc.

- Les champignons appartiennent à ceux qui les ramassent.

Faux, c'est l'usufruit du terrain, les champignons appartiennent toujours au propriétaire du terrain, comme le bois mort, les fruits...

- Les champignons poussent d'un seul coup.

Les champignons poussent rapidement pour certaines espèces, certes, mais il n'y a pas de génération spontanée non plus. Le primordium, sorte de « bourgeon

de champignon », contient toutes les cellules nécessaires à la formation du carpophore, une fois formé il suffit à ce « bourgeon » de faire grandir les cellules ce qui prend moins de temps que de créer les cellules au fur et à mesure.

- Si on regarde les champignons, ou si on s'approche, ils arrêtent de pousser. Faux, les champignons n'ont que faire de la présence d'un être humain, pas plus que d'un autre animal.

2.3. Un atelier des arômes

Il y a près de 600 arômes répertoriés, il est donc facile avec la connaissance des lieux de prospections et des espèces qui y sont fréquentes de viser la réalisation d'une approche sensorielle des champignons par les odeurs. Voici quelques exemples d'arômes : la farine fraîche, le topinambour, le concombre, le chocolat, le sucre brûlé, le radis, la noix de coco, le gaz soufré, le chou pourri, l'amande amère, l'anis, le vinaigre, l'abricot (Figure 138)...

Pour réaliser un atelier, il faudra disposer d'échantillons très frais, et parfois de boîtes pour révéler les arômes de certains champignons très petits, par exemple. Si cela est possible, il est conseillé de demander à un spécialiste des champignons hypogés (truffes et autres champignons qui vivent sous le sol) de participer ou de transmettre quelques espèces trouvées récemment, car les champignons hypogés ont des arômes assez incroyables, parfois même entêtants.

C'est aussi l'occasion de sensibiliser le public au fait que l'identification des arômes est un élément clé dans la détermination des champignons, au même titre que des critères morphologiques.

Il sera nécessaire de préciser aux participants d'éviter de trop se parfumer, de fumer, ou de leur demander de cracher leur bonbon et chewing-gum avant l'animation.

2.4. Un atelier de culture de pleurotes

Cet atelier semble cumuler plusieurs avantages pour créer l'intérêt pour différents publics :

- Il est ludique, simple et réalisable sans risque avec des enfants comme des adultes ;
- Les matériaux à collecter sont trouvables partout, peu onéreux et même intéressants dans le cadre du recyclage et de la valorisation des déchets ;
- Cela implique une espèce comestible permettant de valoriser la finalité de l'atelier par la récolte et la consommation du champignon, récompensant le travail réalisé.

Le principe est simple, il consiste à utiliser de la paille et du café comme substrats pour la culture du Pleurote en huître (*Pleurotus ostreatus*). Voici les étapes de réalisation de la mise en culture :

- Obtention d'un blanc :
 - Aseptiser du carton mouillé et un pot de confiture (passage au micro-ondes),
 - Percer le couvercle du bocal à plusieurs reprises,
 - Mettre dans le pot une couche de carton, de fines couches de pleurote et réaliser un millefeuille de champignon et de carton mouillé,
 - Refermer le bocal en intercalant un filtre à café neuf entre le bouchon et le bocal pour que l'air qui passe par les trous du bouchon soit filtré par le filtre à café et peu abondant (évite le dessèchement),



Figure 138 : Girolle avec son arôme d'abricot
© Y. Sellier

- Laisser dans le noir à température ambiante, ou dans un endroit plus frais pendant 2 à 3 semaines en vaporisant un peu d'eau tous les 2 ou 3 jours.
- Produire quelques champignons :
 - Aseptiser du marc de café utilisé (le mieux étant de le congeler au fur et à mesure chaque jour), un passage au micro-ondes peut être utile en cas de doute,
 - Broyer ou découper de la paille ou du foin et aseptiser au micro-ondes,
 - Mélanger ½ volume de paille ou du foin mouillé et ½ volume de café,
 - Mettre dans un récipient (ex. bouteille plastique) le mélange obtenu en intégrant à différents endroits des morceaux du blanc obtenu précédemment,
 - Percer quelques petits trous (1 à 2 mm de diamètre),
 - Mettre dans le noir à température ambiante 2 à 3 semaines en pulvérisant de l'eau tous les 2 jours (tout devient blanc),
 - Mettre le récipient à la lumière non directe et agrandir les trous (1 cm de diamètre), jusqu'à obtention de petits bourgeons,
 - Il est préférable selon la saison et l'hygrométrie de les remettre dans un endroit frais et humide,
 - Passer à la récolte.



Figure 139 : Technique rapide d'insertion de carpophores de pleurote directement dans le mélange de café et de paille (résultat après 2 semaines) © Y. Sellier

NB. Une technique plus rapide, mais plus sujette à un risque de contamination est de mettre directement un chapeau de pleurote dans un mélange de café et de paille.

Cet atelier permet de montrer l'appareil végétatif du champignon, la progression rapide dans le substrat, les facteurs impactant la croissance et la production de carpophores (Figures 139 à 141).



Figure 141 : La récolte est toujours un moment de satisfaction © Y. Sellier



Figure 140 : Culture de pleurote dans une bouteille recyclée © Y. Sellier

2.5. Les expositions de champignons

Les expositions représentent en général un temps important de la vie des sociétés mycologiques. Pour l'essentiel, l'exercice consiste à présenter la diversité des espèces d'un territoire donné (ou plus large selon l'origine des champignons) (figures 142 et 143). Il est courant de voir plusieurs centaines d'espèces exposées lors de ce genre de manifestation.

Les champignons sont posés dans des supports (le plus souvent des assiettes en carton) et sont étiquetés avec leurs noms français et latins, les principaux synonymes, l'écologie et la comestibilité. Les statuts sur les listes rouges peuvent également être ajoutés.

C'est aussi en général l'occasion pour les profanes de venir avec leurs récoltes pour faire identifier les champignons en leur possession. Et, pour les mycologues, celle de montrer les espèces sosies, les formes diverses, les arômes, les couleurs variées de ce groupe taxinomique.

Régulièrement, des offices de tourisme ou d'autres organismes demandent aux sociétés mycologiques des prestations d'élaboration d'expositions fongiques (de taille modeste). Lors d'animations, il est aussi coutume de faire un étalage des récoltes sur des tables en expliquant quelles espèces ont été trouvées pendant la sortie. Ceci revient à faire une mini exposition temporaire.



Figure 142 : Exposition fongique avec des étiquettes de couleurs permettant d'identifier la comestibilité des espèces présentées © Y. Sellier



Figure 143 : Fiche apposée avec chaque grand groupe de champignons, et affiche contre le mur avec les éléments principaux sur la morphologie et la comestibilité © Y. Sellier

2.6. Les clés de détermination des grands groupes de champignons

La question la plus fréquemment entendue par un mycologue qui a un champignon en main est : est-ce que cela se mange ? Il est alors important de pouvoir expliquer quels sont les critères utilisés pour déterminer une espèce, la différencier des autres espèces et connaître sa comestibilité.

Le groupe des champignons étant très prolifique en nombre d'espèces, différentes représentations visuelles simples abordant les grands groupes d'espèces sont essentielles pour faciliter l'appropriation de ces informations (Figure 144).

2.7. Les puzzles ou schémas à compléter pour évoquer l'anatomie, les cycles de vie, l'écologie des espèces...

Ces éléments pédagogiques sont classiquement utilisés auprès des jeunes, mais ils peuvent, en fonction du public et des objectifs, être plus élaborés ou détaillés et sont reproductibles à de nombreuses notions propres aux champignons. Ces ateliers sont simples et peu onéreux (Figures 145 et 146).



Figure 144 : Clé de détermination géante en forme de roue © Limousin Nature Environnement



Figure 145 : Schémas à trou sur les éléments morphologiques des champignons © Limousin Nature Environnement



Figure 146 : Vignette pour reconstituer le cycle de vie des champignons © Limousin Nature Environnement

2.8. Le jeu du panier

Ce jeu est très simple à mettre en place, pour l'exemple valorisé ici : atelier Gamellou (conception C. Deconchat) (Figures 147 à 149), il s'agit d'une planche avec de la moquette et des photos collées sur des planchettes avec du velcro au dos. De nombreuses possibilités existent pour élaborer cet atelier (tableau métallique et vignettes magnétiques, tableau et patafix ou bultac). L'idée est d'engager le public à choisir des espèces à manger et de discuter autour des espèces les plus courantes qu'ils rencontrent. Au travers de ces quelques échanges, de nombreuses notions peuvent être abordées telles que les critères d'identification ou le vocabulaire nécessaire pour décrire un champignon, le stade de développement permettant ou non de l'identifier, les espèces sosies, les milieux de vie, et l'écologie de manière plus large, ou encore les différents syndromes d'intoxication alimentaire...

L'essentiel est évidemment d'accompagner les publics dans l'exercice, car même s'il est possible de laisser réaliser ce jeu en autonomie complète (les réponses : nom du champignon, comestibilité peuvent être inscrites derrière les plaquettes comportant les images), mais la transmission d'informations sera alors bien moins efficace.



Figure 147 : Jeu en cours avec un animateur à droite © Y. Sellier



Figure 148 : Jeu où l'on remet les noms sous les photos pour vérifier si l'on connaît les espèces courantes © Y. Sellier



Figure 149 : Jeu à faire avec le panier pour découvrir quelles espèces sont comestibles © Y. Sellier

2.9. L'élaboration d'une sporée

La réalisation de sporée est un élément souvent utilisé par les mycologues pour obtenir des spores matures ou mieux percevoir la couleur des spores en masse, nécessaire dans les critères de détermination. Voir chapitre 4, partie 2.3.2 pour la réalisation (Figure 150).

Il existe différentes techniques pour obtenir une sporée permettant de travailler pour un mycologue, mais il n'en reste pas moins que cela peut aussi être un atelier intéressant et en lien avec de la création artistique, tout en permettant de travailler sur les différentes couleurs de spores (blanches, roses, jaunes, rouilles, noires, violettes...), l'importance des carpophores pour le cycle reproductif des espèces, leur efficacité lors de la dissémination... On peut aussi aborder la création d'encre à partir de la sporée de certains champignons (cf. partie 3.10 du présent chapitre).



Figure 150 : Résultat d'une sporée brune
© V. Lagardère

2.10. Les quizz

Le quizz est une manière ludique d'orienter les informations à retenir ou un contenu à faire passer. Cela est très régulièrement utilisé par les mycologues dans les expositions mycologiques auprès des jeunes publics (Figure 151). Un cadeau est en général mis en jeu pour augmenter la motivation du public visé. De manière un peu plus élaborée ce dernier peut être composé de questions où les personnes peuvent répondre seules, et d'autres obligeant à poser des questions aux mycologues présents (à préciser sur le questionnaire). De fait, cela incite aux échanges et permet de toucher un plus grand nombre de familles par un message d'échange direct avec les visiteurs.

QUIZZ

1. Je suis un champignon mortel, avec un chapeau verdâtre et un pied blanc, je suis :
☐ la girolle ☐ l'amanite phalloïde ☐ l'argouane
2. Quel est le nom de l'élément reproducteur des champignons ?
☐ le spore ☐ le sport ☐ le pore
3. Quel aliment fabrique-t-on sans champignons ?
☐ fromage ☐ yaourt ☐ choucroute ☐ vin ☐ pain
4. Je suis un champignon tout blanc, et je sens la farine. Je suis :
☐ la russule ☐ le lactaire ☐ le meunier
5. Comment s'appelle l'organe unissant le champignon à l'arbre ?
☐ la mycorhize ☐ la racine ☐ la symbiose
6. Comment nomme-t-on les ronds formés par les champignons ?
☐ cercle du diable ☐ rond de sorcière ☐ anneau de satan
7. Pour quoi utilisait-on l'amadou (champignon poussant sur bois) au temps préhistorique ?
☐ avoir des visions ☐ empoisonner les flèches ☐ allumer le feu
8. Quel champignon est trouvé par le meilleur ami de l'homme ?
☐ la morille ☐ la truffe ☐ le cèpe
9. Où poussent les polypores ?
☐ sur bois ☐ dans le sol ☐ sur les pieds
10. Placer les légendes sur le schéma (stipe, lamelles, chapeau, anneau, volve, squames)



Question bonus : Combien d'espèces de champignons sont recensées dans la Vienne :

Figure 151 : Quizz délivré à l'entrée de l'exposition annuelle des champignons (Société Mycologique du Poitou) © V. Montagne

2.11. Les posters et fascicules d'information

Les posters et fascicules sont des supports de choix pour la diffusion de connaissances (Figures 152 et 153). Ces éléments peuvent être réalisés directement en lien avec un projet et un contenu précis visant des aspects, biologiques, ou encore la reconnaissance de certains groupes de champignons. Il existe une collection de panneaux didactiques sur les champignons qui ont été réalisés par la Société Mycologique de France et qui est accessible en commande directement sur le lien suivant :

<http://www.mycofrance.fr/publications/panneaux-didactiques/>

Pour la réalisation de ces différents supports, des images sont accessibles et libres de droits dans les ressources numériques accompagnant ce cahier technique. Ces images sont téléchargeables sur le site des Réserves Naturelles de France.



Figure 152 : Panneaux de sensibilisation aux champignons réalisés par la Société Mycologique de France © SMF



Figure 153 : Fascicule complet sur les champignons © Limousin Nature Environnement

2.12. La confection de diaporamas et la réalisation de conférences

Lors de conférences, ou d'animations, les supports visuels ont un intérêt et un impact majeur. D'autant que les champignons peuvent surprendre par leur diversité, leur beauté (Figure 154)... Pour permettre la confection de différents types de diaporamas ou présentations, un grand nombre de photos libres de droits ont été laissées à disposition des gestionnaires et mycologues dans les ressources numériques listées à l'annexe 18.

2.13. Un atelier microscopie

Au-delà de la diversité morphologique des champignons qui est déjà hallucinante (formes, couleurs, tailles, arômes...), la diversité des cellules microscopiques est elle aussi un monde passionnant à faire découvrir (Figure 155). De multiples choses sont à montrer : les différents milieux d'observation, les colorants, les réactifs... Et évidemment les réactions de certaines cellules dans l'iode ou l'ammoniaque... Autant d'expériences faciles à réaliser ou faire réaliser par les jeunes et moins jeunes mycologues en herbe. Il y a aussi la simple observation des nombreux types de cellules ou compartiments constituant un champignon : la trame de la chair ou des lames, les revêtements du chapeau, les coupes de carpophores, les asques, les ascospores, les basides fragmentées



Figure 154 : Anthurus d'archers, espèce allochtone à la forme insolite et aux traits de vie particuliers © V. Lagardère

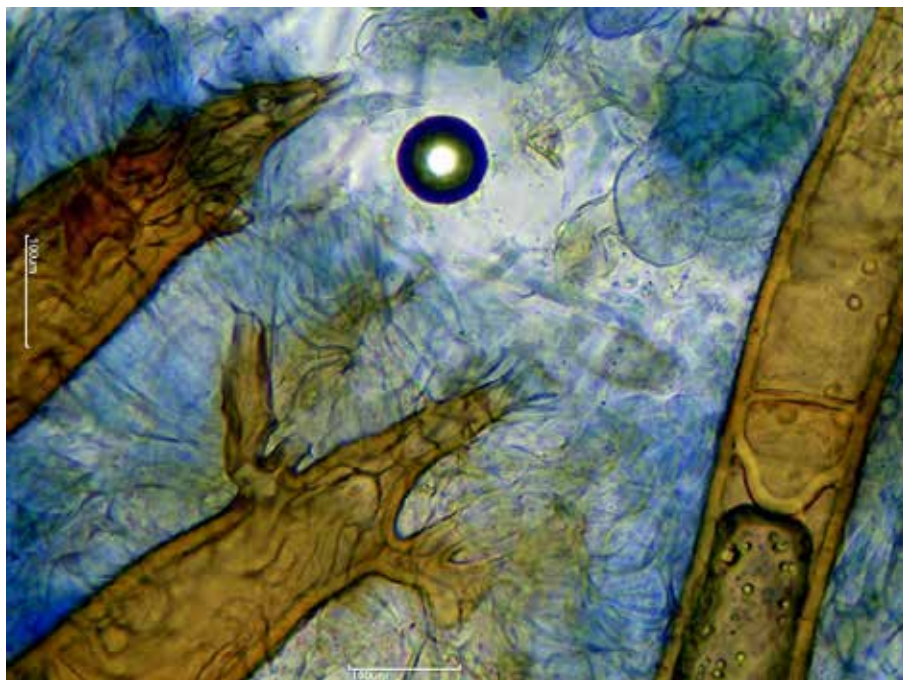


Figure 155 : Base de poils d'un ascomycète (*Scutellinia* sp.) © Y. Sellier

ou non, les basidiospores, ou encore les cellules stériles nommées paraphyses chez les ascomycètes et cystides chez les basidiomycètes.

Passé l'émerveillement des personnes regardant dans le microscope, objet symbole de la science, ces observations sont un moyen de faire passer de nombreuses connaissances, l'organisation microscopique permettant souvent d'expliquer ce que l'on voit à l'œil nu (texture, revêtement de surface...).

L'installation d'un microscope à une table lors d'une exposition champignons permet de piquer la curiosité des visiteurs. Lors d'animations sur ce thème, il sera nécessaire de disposer de plusieurs appareils, ou d'un système de retransmission de l'image captée par une caméra via un vidéoprojecteur, une tablette ou autre support numérique.

3. Quelques histoires incroyables sur les champignons

L'objectif de cette partie est de donner à un animateur non mycologue des éléments de contenu et des histoires à raconter au cours de ses balades nature et de ses animations.

Nota : les sources sont pour la plupart des notes ou articles publiés dans diverses revues (*La Recherche*, *Pour la Science*, *Sciences et Avenir*...) ou des publications plus spécialisées consultables sur Internet.

3.1. L'individu champignon et les plus gros du monde

Un champignon est avant tout un mycélium qui peut donner ou non des carpophores. Ces dernières peuvent être isolées ou groupées. Voyons ici quelques exemples montrant la démesure des champignons.

Les plus gros individus :

Sur le plan des mycéliums, le record est détenu par des armillaires. À la fin des années 1980, dans le Michigan, des chercheurs ont découvert un immense champignon (*Armillaria gallica* Marxm. & Romagn.) qui couvrait 37 hectares de forêt. D'après une nouvelle étude, réalisée 30 ans plus tard, ils ont estimé qu'il aurait au moins 2500 ans et une masse d'un peu plus de 400 tonnes.

Considéré alors comme le plus gros organisme vivant sur terre, il a été détrôné depuis par un autre armillaire : l'Armillaire d'Ostoya (*Armillaria ostoyae* (Romagn.) Herink) trouvé dans l'Orégon en 1988 ; son mycélium, âgé de 2000 ans, couvre au moins 900 ha.



Figure 156 : Carpophores d'Armillaire couleur de miel (espèce proche de celles citées dans le texte)
© V. Lagardère

Carpophores isolées :

Parmi les plus gros carpophores poussant seuls, nous trouvons :

Le Bolet colossal (*Phlebopus colossus* (R. Heim), Singer.) est comestible, il se rencontre à Madagascar, où il peut peser jusqu'à 6 kg pour un diamètre de 60 centimètres.

Le Bolet marginé (*Phlebopus marginatus* Watling & NM Greg.). Cet énorme bolet, qui peut dépasser 1 m de diamètre et atteindre un poids de 29 kg, se rencontre en Indonésie ou en Nouvelle-Zélande.

La Vesse-de-loup géante (*Calvatia gigantea* (Batsch) Lloyd) que l'on peut trouver dans nos régions peut atteindre 1 m de diamètre et peser jusqu'à 25 kg. L'Amanite ovoïde (*Amanita ovoidea* (Bull.) Link) (Figure 157) peut également avoir une belle taille. Dans la région d'Avignon, en 1988, un spécimen de 4,6 kg avait un chapeau d'un diamètre atteignant le mètre de circonférence.

Le *Termitomyces titanicus* Pegler & Pearce, serait le plus grand champignon à lamelles. On peut le rencontrer au Mexique près des termitières. Il est haut d'un bon mètre avec un chapeau de la même dimension.



Figure 157 : Sous bois avec Amanite ovoïde © V. Lagardère

Champignons en groupes ou en touffes :

On ne parle plus ici de carpophores isolés. Il peut s'agir de touffes ou de carpophores issues d'un même mycélium. Le Polypore en touffe (*Grifola frondosa* (Dicks.) Gray) peut produire des touffes très importantes. On signale en URSS des carpophores atteignant les 20 kg. Plus fréquemment, on rencontre des spécimens de plus de 5 kg. C'est une espèce comestible et aussi médicinale. Un autre champignon comestible, le Polypore géant (*Meripilus giganteus* (Pers.) P. Karst) atteint aussi de belles tailles d'où son nom.

Pour le Polypore soufré (*Laetiporus sulphureus* (Bull.) Murrill) (Figure 158), un spécimen découvert en 1990 par Giovanni Paba à Broadstone, en Grande-Bretagne, pesait 45,35 kg. C'est actuellement le champignon comestible le plus gros qui ait été trouvé.

3.2. L'âge des carpophores de champignons

Certains champignons sont annuels et ne vivent qu'une saison, même si leur « cadavre » persiste plusieurs années. La taille n'est pas un bon critère pour savoir si le carpophore d'un champignon est annuelle ou non. Le Polypore en touffe ou le Polypore soufré, qui peuvent atteindre de grandes tailles ont pourtant des carpophores annuels. L'Amadouvier ou le Phellin robuste, beaucoup plus petit, a des carpophores qui peuvent rester vivants durant plusieurs années. Ils rajoutent une couche de tubes à chaque période de « végétation », en général une par an. En coupe, en comptant les strates de tubes on peut déterminer l'âge de ces carpophores (Figure 159). Mais attention cela n'a rien voir avec le nombre de bourrelets visibles sur la cuticule.

L'hyménium, en raison d'un géotropisme positif, doit être tourné vers le sol. Si l'arbre support est déraciné, voire coupé, les carpophores peuvent mourir ou continuer à vivre. Dans ce cas, afin de conserver son hyménium tourné vers le sol, le carpophore va lors de sa croissance modifier sa forme, ce qui donne des carpophores parfois très curieux.



Figure 158 : Carpophore de Polypore soufré
© V. Lagardère



Figure 159 : Un basidiome de Phellin robuste (*Phellinus robustus*) âgé d'au moins 33 ans (herbier Deconchat) © C. Deconchat

3.3. Les ronds de sorcières

L'apparition quasi spontanée des carpophores des champignons a frappé les imaginations. C'était l'œuvre de l'orage, du diable, des fées ou d'autres créatures magiques. Si en plus il y a des traces circulaires, cela confirme cette origine

surnaturelle. Là où l'herbe a disparu, ce ne peut qu'être lié au piétinement des sorcières ou des fées qui sont venues danser. De nombreuses légendes courent sur ces *étranges* cercles, mais l'explication de ces ronds n'a pourtant rien de magique.

Le mycélium se développe en émettant ses filaments dans tous les sens. Ceux-ci s'accroissent à chaque période de végétation. Ces zones de croissance, qui sont très actives, produisent des échanges particuliers avec leur environnement. Cela a pour effet, surtout visible en zone herbeuse, de modifier la végétation. L'herbe est soit plus grande et plus verte ou au contraire elle disparaît presque. Parfois, on a les deux aspects ensemble. Comme le développement du mycélium est radial, cela donne une couronne large de 15 à 25 cm en moyenne. Mais cela peut varier selon les espèces (Figure 160), par exemple celles du genre *Catathelasma* peuvent s'accroître d'un mètre. En connaissant la vitesse moyenne d'accroissement de l'espèce et le diamètre du cercle, on peut estimer l'âge du mycélium. Ces différences de végétation circulaires se repèrent mieux sur les terrains pentus. Dans l'est de la France, on a repéré un cercle de *Leucopaxillus giganteus* de 600 m de diamètre et qui serait âgé de 700 ans. Dans la prairie américaine, des cercles de plus d'un kilomètre sont connus, ils sont eux aussi âgés de plusieurs siècles.

Nettement moins visibles, de tels cercles existent également en forêt, mais ils sont souvent fractionnés en raison de la présence des troncs d'arbres. Les Pieds-de-mouton (*Hydnum repandum*) sont dans ce cas. Si vous regardez bien, la ligne des carpophores n'est pas droite, mais courbe, en arc de cercle. En forêt, il est rare d'observer un cercle complet.



Figure 160 : Rond de sorcière formé par des *Marasmes* des Oréades © M. Hairaud

3.4. Hébelomes et cadavres

Il semble exister de drôles de liens entre les hébelomes et les crottes ou les cadavres ! (Sagara 1976 ; Sagara *et coll.* 1988 ; Sagara *et coll.* 1993, Sagara 1995). On a remarqué que l'Hébelome radicaire (*Hebeloma radicosum*) (Figure 161) croît à proximité des nids de taupes ou de certains campagnols. Le mycélium se développe sur les restes et les excréments de ces mammifères qui déposent leurs crottes et urines dans des lieux précis de leurs galeries.

D'autres hébelomes (*Hebeloma vinosophyllum*, *H. porphyrosporum*, *H. sarcophyllum*, *H. spoliatum*...) qui recherchent l'urée ou l'ammoniaque se trouvent à proximité de cadavres, même enterrés. On a ainsi repéré des

cadavres ensevelis par la présence en surface de carpophores des espèces précédemment citées. Peut-être que des affaires criminelles seront un jour élucidées grâce à la présence de tels champignons repérés par un policier mycologue ! D'autres hébélomes sont en relation avec des nids de guêpes souterrains.



Figure 161 : Hébélome radican © V. Lagardère

3.5. Le pilobolus et l'accélération fulgurante

Les *Pilobolus* (Figure 162) sont de petits champignons appartenant à la famille des Pilobolacées, dans l'ordre des mucorales, de la classe des zygomycètes qui sont des champignons dits « inférieurs ». On compte une cinquantaine d'espèces dans le monde et moins d'une dizaine en France.

Ils mesurent de un à cinq centimètres de haut. C'est un fin pédoncule transparent qui s'élargit en une sorte d'ampoule ovoïde surmontée d'une masse circulaire foncée et bombée.

Cette masse noirâtre, le sporange, contient les spores du champignon. Elle est enveloppée d'un mucilage et elle est fixée au sommet de l'ampoule.

Pour germer, les spores doivent passer par le tube digestif d'un herbivore afin de se retrouver dans ses matières fécales.

Le champignon utilise un stratagème pour que ses spores soient ingérées par un animal.

Quand elles sont mûres, sous l'effet des rayons lumineux qui traversent le liquide de l'ampoule transparente, celle-ci se gonfle au maximum et éclate en projetant brusquement l'enveloppe contenant les spores. Celle-ci va se coller, grâce au mucilage, sur l'herbe qui sera broutée. La projection est très forte puisque les sacs de spores sont éjectés à deux mètres, parfois plus, et à une vitesse étonnante pouvant atteindre 90 km/heure ou 25 m seconde.

Cette vitesse est atteinte en quelques millièmes de secondes, ce qui représente une accélération phénoménale ; plus rapide que celle d'une balle de fusil, comme le montrent des vidéos (caméra haute fréquence). En passant de 0 à 25 m/seconde en 2 μ s cela demande une accélération de plus de 20 000 g ! Si l'on ramène ces données à l'échelle humaine, cela équivaldrait à projeter une personne à près de 100 fois la vitesse du son.



Figure 162 : Carpophore de *Pilobolus* © Y. Sellier

Précision de tir : l'expérience de Buller (Buller 1934) (Figure 163)

Sur leur pédoncule flexible, les piloboles vont diriger leur tête face à la lumière puisque c'est elle qui conditionne l'expulsion des spores. Un mycologue

canadien, Buller, a eu l'idée d'enfermer un morceau de crottin avec un nombre de piloboles connu dans une boîte noire. Seul un trou de 5 mm de diamètre laissait passer la lumière d'un projecteur (cf. image ci-dessous).

Vingt-quatre heures après, il s'est aperçu que plus de 80 % des sacs de spores étaient passés par le trou, les autres étaient restés collés sur la paroi de la boîte, mais très près du trou. L'expérience a été renouvelée ou complexifiée avec toujours cette même précision. Un champignon dit inférieur capable de ces performances d'accélération et de précision interroge et on peut alors se demander ce que peuvent faire les champignons dits supérieurs. Ajoutons que les larves d'un ver parasite, *Dictyocaulus arnfieldi*, utilisent le pilobole pour être projetées loin du crottin et être absorbées par le cheval avec l'herbe qu'il va consommer. L'espèce qui affecte les bovins (*D. viviparius*) utilise le même stratagème.



Figure 163 : Expérience de Buller : boîte hermétique à la lumière avec un seul trou la laissant passer (gauche), sacs de spores retrouvés proches de l'ouverture lumineuse (droite) © C. Deconchat

3.6. Schizophylle commun (*Schizophyllum commune*)

On trouve ce champignon, isolé ou grégaire, plus ou moins imbriqué, plutôt sur des bois morts de feuillus et plus rarement de résineux. Il se présente comme de petites consoles ou coquilles avec une cuticule blanche et hirsute. Il pourrait être confondu avec *Panellus stipticus* mais l'examen des lames fait facilement la différence. Ce curieux champignon se trouve partout dans le monde et mérite bien l'épithète de commun. Malgré cette répartition mondiale, on enregistre peu de variétés chez ce taxon curieux, qui malgré la présence de lamelles, est classé parmi les polypores, famille des *Schizophyllaceae*.

Curieux également, car ces lamelles sont bifides, l'arête est en effet partagée en deux (Figure 164). Il semble qu'il s'agisse de deux lames collées entre elles sur presque toute leur hauteur. Certains (Marchand A. 1976) pensent même que c'est le résultat de la soudure de carpophores distincts.

Curieux toujours, car il est très hygroscopique, se recroquevillant beaucoup en cas de sécheresse et se redéployant par temps humide.

Curieux enfin, car c'est l'un des rares macromycètes pathogènes. Ses spores peuvent germer dans le corps humain (voies respiratoires surtout, puisque la contamination se fait par inhalation), pouvant provoquer des affections graves. Ce n'est cependant pas très fréquent, seulement 50 cas cliniques dont 18 cas de sinusites ont été retrouvés depuis 60 ans (Afène et coll. 2011). Enfin, il peut parfois atteindre le cerveau et provoquer des abcès. En Thaïlande, Malaisie, Indonésie, Pérou, Congo par exemple, le Schizophylle est mâché comme du chewing-gum ce qui provoque des nécroses buccales.

On retrouve aussi le schizophylle sur des cuirs, de la corne, des os (découvert au Muséum sur un os de baleine) ou sur des tissus humains comme les ongles. On remarque aussi que la plupart des malades avaient une santé déjà altérée (diabète, sida...). Ces cas d'infection restent rares, mais il semble prudent d'éviter de trop respirer dans l'environnement des schizophylles.

Aux États-Unis des travaux ont montré que des extraits de schizophylle réduisaient les effets secondaires des traitements du cancer de l'utérus au stade 2, facilitant ainsi la guérison.



Figure 164 : Schizophylle commun © V. Lagardère

3.7. Tramètes aux couleurs changeantes (*Trametes versicolor*)

Ce polypore très commun aussi nommé coriole se trouve sur toutes sortes de bois de feuillus et rarement sur des résineux. Son aspect aux couleurs chatoyantes concentriques l'a fait appeler par les Britanniques « Turkey tail », queue de dindon (Figure 165). Dans les années 1900, le chignon était à la mode pour les dames. Pour le faire tenir, on se servait de peignes spéciaux décorés. Des Tramètes versicolores séchées ont été utilisées. De nos jours, ce champignon se retrouve parfois dans des compositions de plantes séchées. Comme il dégrade la lignine, on l'a utilisé en Australie en solution injectée à grande profondeur dans des gisements de lignite ; après quelque temps on pompait la solution chargée de lignite liquéfiée qui après évaporation et séchage devenait un combustible utilisable. Le rendement avec ce système est nettement meilleur que les procédés qui étaient utilisés auparavant.

Mais c'est au plan médicinal qu'il est d'un usage plus prometteur. Connu par les Chinois depuis des milliers d'années dans leur pharmacopée, le coriole (*Trametes versicolor*) a fait l'objet d'études au Japon durant 40 ans pour démontrer ses propriétés médicinales permettant de renforcer les défenses naturelles et

Figure 165 : Tramètes aux couleurs changeantes © V. Lagardère



l'immunité. Il contient des polysaccharides (Krestin, PSK et PSP) et sert d'adjuvant dans le traitement de nombreux cancers et leucémies. Parmi les champignons polypores testés (*Ganoderma lucidum*, le Rheishi et *Grifola frondosa*, le Maitaké), c'est le plus efficace. Il est cultivé et vendu dans toute l'Asie en préparation médicamenteuse, prescrite notamment pour les traitements du cancer. Pour l'instant, il ne fait pas partie de notre pharmacopée occidentale.



Figure 166 : L'Amadouvier © V. Lagardère

3.8. L'Amadouvier (*Fomes fomentarius*)

Si les propriétés d'allume-feu de l'Amadouvier sont bien connues depuis le néolithique (déjà signalées plus haut) il n'en est pas de même de ses autres usages. S'il est avéré que l'on connaissait bien avant les propriétés hémostatiques du Polypore amadouvier, qui était utilisé pour celles-ci dans les campagnes et par quelques barbiers-chirurgiens, c'est l'un de ces derniers, Sylvain Brossard, qui exerçait dans le pays de George Sand, à La Châtre (Berry), qui a en quelque sorte officialisé l'usage médicinal de ce champignon au XVIII^e siècle.

En 1750, un bûcheron berrichon se donne un coup de hache sur le pied. Pour tenter de colmater la plaie qui saigne, il prend ce qu'il a sous la main : un polypore. Le sang s'arrête. Il ira voir Brossard qui, intéressé, va expérimenter. Il va notamment soigner un cavalier qui a eu l'artère radiale tranchée d'un coup de sabre et amputer d'une jambe un paysan berrichon. Pour arrêter les écoulements sanguins, il utilise de la chair du Polypore amadouvier.

Devant le succès, Brossard décide de présenter la même année sa méthode à l'Académie royale de chirurgie (voir le détail du rapport de Morand S. F., 1855). L'efficacité étant prouvée, l'Amadouvier ou Agaric des chirurgiens ou Agaric astringent entrera en 1818 dans le Codex médical, sa mention disparaîtra en 1937. Mais l'Amadouvier a bien d'autres usages et fait même l'objet d'un petit artisanat en Roumanie. Les décrire serait trop s'éloigner du thème de ce document (Roussel 2003, Roussel *et coll.* 2002a, Roussel *et coll.* 2002b, Roussel *et coll.* 2002c, Roussel *et coll.* 2002d)

3.9. Le Polypore du Bouleau (*Fomitopsis betulina*)

Très fréquent sur les bouleaux morts ou très dépérissants, ce polypore recèle bien des propriétés. Les basidiomes sont annuels et débutent par une excroissance en boule, qui va petit à petit se déformer au cours de la croissance pour former des consoles en sabot de cheval qui s'aplatiront en vieillissant. On ne trouve cette espèce que sur les bouleaux, à de très rares exceptions près.

On a utilisé sa chair pour polir très finement des pièces d'horlogerie, ou pour aiguiser les rasoirs « coupe-choux » ou encore des couteaux. Faites l'essai... Bien que moins facilement inflammable que l'amadou, on s'en est servi pour obtenir des braises durables afin de transporter le feu.



Figure 167 : Carpophore de polypore du bouleau (*Fomitopsis betulina*) © Y. Sellier

Le Polypore du bouleau semble connu pour ses propriétés médicinales depuis des millénaires. On a retrouvé dans l'équipement d'Ötzie, cet homme du néolithique momifié dans la glace depuis plus de 4 500 ans, des morceaux de Polypore du bouleau enfilés sur une lanière de cuir. Vraisemblablement pour se soigner, car ce champignon est un antiparasitaire et un vermifuge. L'examen d'Ötzie a montré que son intestin était infesté de vers. De plus, il avait une ancienne blessure pas complètement guérie. On sait maintenant, grâce à des études récentes, que notre polypore a des propriétés anti-inflammatoires, fébrifuges, mais aussi antiseptiques, antivirales, antitumorales. Les décoctions que notre homme pouvait en faire devaient bien le soulager. C'est ainsi que les peuplades sibériennes utilisent toujours le Polypore du bouleau pour se soigner. Comme Ötzi transportait également de l'amadou dans son sac, on pourrait dire qu'il avait avec lui les allumettes et le paracétamol, comme on peut en trouver dans l'équipement des randonneurs d'aujourd'hui.

En découpant de fines lanières dans la chair du champignon, on peut faire des pansements cicatrisants, mais il n'arrête pas le sang. La recherche s'intéresse à notre polypore surtout pour ses propriétés immunostimulantes ce qui en ferait un allié précieux dans le traitement de cancers.

Lors des inventaires, il ne faut pas négliger les vieux carpophores. Ils sont souvent porteurs d'autres champignons comme *Hypocrea pulvinata*. Les entomologistes y trouveront aussi des insectes mycétophages intéressants.

3.10. Le Coprin noir d'encre (*Coprinus atramentarius*)

Les coprins sont des champignons qui se décomposent en se liquéfiant. Le liquide obtenu est souvent très noir. Le mycologue Paulet nommait les coprins « encriers » ou « bouteille à l'encre ». Ce jus ressemble à de l'encre de Chine, en particulier chez le *Coprinopsis atramentaria* = *Coprinus atramentarius* à qui on donnera le nom français de Coprin noir d'encre.

Et si on utilisait ce jus de champignon comme de l'encre ?

C'est ce qu'ont fait des mycologues*⁸, des écrivains et des artistes. Même de grands personnages comme Georges Washington ont écrit avec cette encre de coprins. Avec quelques ajouts chimiques, cela donne une encre très durable dans le temps et qui résiste bien à la lumière. On croirait les pages écrites il y a plus d'un siècle comme venant juste d'être rédigées. On raconte que de faux tableaux ont été facilement détectés, car l'artiste copié signait avec de l'encre de coprin dans laquelle on retrouvait des spores du champignon, ce qu'ignorait le faussaire, qui signait avec de l'encre de Chine (on n'a pas retrouvé le nom de cet artiste plagié).

Voici la recette de cette encre : ramasser des coprins noir d'encre, les poser sur une grille, au-dessus d'un récipient pour recevoir le liquide. Attention, l'odeur n'est pas très agréable. On ajoute quelques clous ou quelques gouttes d'essence de girofle pour éviter les moisissures et atténuer l'odeur. On incorpore un peu de gomme arabique pour une meilleure adhérence. Il faut ensuite faire bouillir suffisamment longtemps pour que par évaporation, on obtienne la consistance voulue. On peut même réduire ce mélange en poudre. Mettre enfin en flacon que l'on agitera avant usage.



Figure 168 : Coprin noir d'encre (*Coprinus atramentarius*) © Y. Sellier

Notre Coprin noir d'encre est un champignon comestible qui devient toxique dans certaines conditions : il fait mauvais ménage avec l'alcool. Si vous avez bu des boissons alcoolisées, même légèrement, dans les trois jours précédant sa consommation, ou même dans les trois jours qui suivent, vous risquez d'être malade (effets antabuse : symptômes d'intolérance à l'alcool). C'est le syndrome coprinien : rougeurs du visage et du cou, maux de tête, vertiges, troubles cardio-vasculaires, chute de tension, vomissements, transpiration excessive. Les troubles disparaissent en quelques heures.

En Belgique, on a même tenté d'utiliser cette propriété pour désintoxiquer les personnes alcooliques, mais cela a été abandonné en raison d'effets secondaires indésirables.

3.11. L'Oronge ou Amanite des Césars (*Amanita caesarea*)

Ce champignon a été nommé *Agaricus caesareus* par Scopoli en 1772 avant de devenir *Amanita caesarea* (Scop.) Pers. en 1801, en référence aux empereurs romains qui étaient friands de ce champignon. Pour eux, il s'agissait du « boletus » qu'ils achetaient à prix d'or.

⁸ Boudier a donné à la Société botanique de France, en 1876 (séance du 23 octobre), une notice concernant l'encre de coprin rédigée avec cette encre.

Sénèque et Tacite vantent ses qualités culinaires. L'Oronge était réservée à la table des patriciens comme la truffe qu'ils préparaient en suivant des rituels précis. Apicius indique une recette. L'Oronge était apprêtée dans un vin cuit ou du suc de viande avec un bouquet de coriandre, on ajoutait du miel, de l'huile et des jaunes d'œufs.



Figure 169 : Amanite des Césars (*Amanita caesarea*) © Y. Sellier

Parmi les légendes, on prétend que lors de leurs conquêtes les Romains « transplantaient » l'Oronge dans les nouveaux territoires conquis. On dit aussi qu'un coursier avait moins de risques d'être dévalisé s'il transportait de l'or que s'il avait des « *Boletus* » dans ses sacoches.

Il n'y a pas que les Romains qui étaient friands de l'Amanite des Césars. Le pape Clément VII en interdisait la cueillette dans la vingtaine d'hectares de jardins du Vatican pour se les réserver. On a pensé que sa mort avait été causée par un empoisonnement par des champignons ; peut-être un acte criminel ? Selon des historiens, les chroniques de l'époque ne décrivent cependant pas les symptômes qui correspondent à une intoxication fongique.

Marie-Fortunée d'Este, épouse du sixième prince de Conti, aimait beaucoup les Oronges... notons qu'elle était d'origine italienne. Paulet rapporte qu'en 1751, cette princesse, lors d'une visite à la cour à Fontainebleau, ayant vu dans la forêt des champignons qu'elle prit pour des Oronges les fit cueillir et obligea son cuisinier à les préparer pour le repas du soir malgré tout ce qu'on avait pu lui dire. Comme elle en avait mangé beaucoup, deux heures après elle a ressenti les symptômes de l'empoisonnement, mais elle survécut (Paulet 1793). À des fins criminelles, on s'est servi de ce goût pour les Oronges ou les champignons en général pour incorporer dans les plats des amanites toxiques.

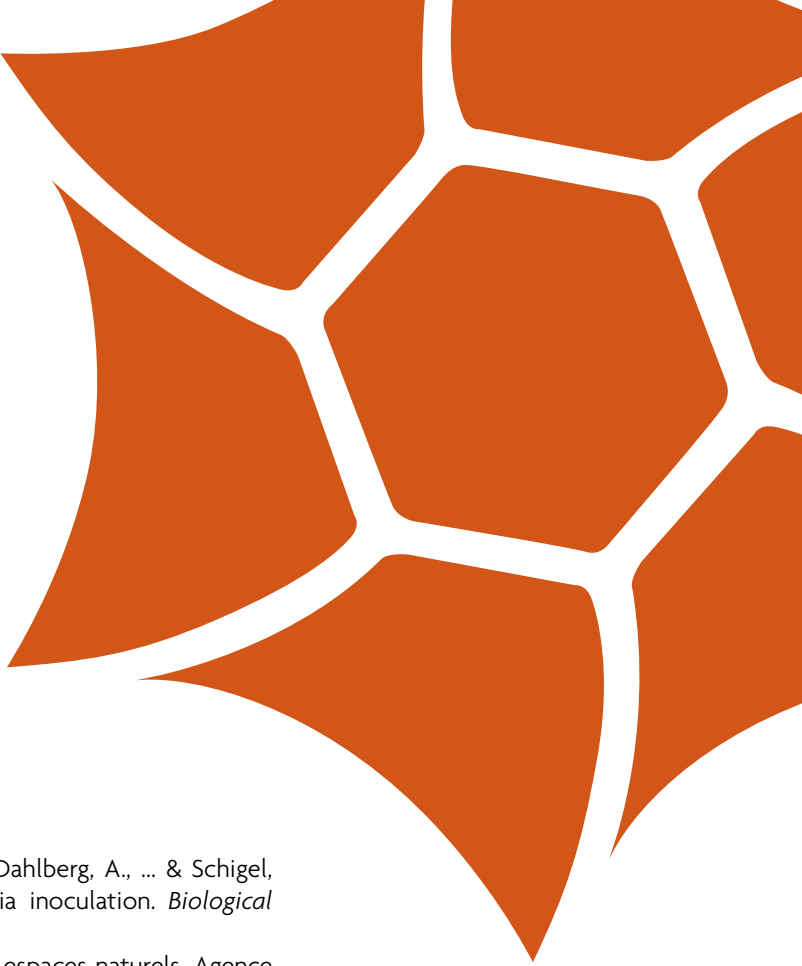
3.12. Champignons et plastique

En 2010, à la suite d'une expédition en Équateur, des étudiants de l'université américaine de Yale ont rapporté des champignons endophytes. Une équipe a étudié leur résistance sur des résidus de matière plastique notamment le polyuréthane. Une souche de *Pestalotiopsis microspora* (Speg.) GC Zhao et Nan Li, un ascomycète, semblait dévorer ce plastique. Dans leur culture, les chercheurs ont constaté que le champignon semblait dépendre de ce plastique pour s'approvisionner en carbone. C'est la première fois que l'on découvre

un organisme capable d'une telle dégradation d'un plastique, et ce en milieu anaérobie. Les premiers résultats ont été publiés (Russell *et coll.* 2011), mais on est encore loin d'une utilisation industrielle de ce champignon pour dépolluer notre environnement. Les champignons endophytes n'ont pas fini de nous surprendre.



Figure 170 : Fungus plasticus © V. Lagardère



Bibliographie

- Abrego N., Oivanen, P., Viner, I., Nordén, J., Penttilä, R., Dahlberg, A., ... & Schigel, D. (2016). Reintroduction of threatened fungal species via inoculation. *Biological conservation* 203 : 120-124.
- AFB. 2020. *Guide d'élaboration des plans de gestion des espaces naturels*. Agence Française de la Biodiversité, acces le 22/01/2020. <http://ct88.espaces-naturels.fr/>.
- Afène S Nzenze, EB Ngoungou, M Mabika Mamfoumbi, MK Bouyou Akotet, IM Avome Mba, and M Kombila. 2011. Les onychomycoses au Gabon : aspects cliniques et mycologiques. *Journal de mycologie médicale* 21 (4) :248-255.
- Agreste, 2008. Moins imbriquées, cultures et prairies reculent devant l'artificialisation. Les paysages agricoles se redessinent. Édité par le Ministère en charge de l'agriculture. *Agreste primeur* N° 217. Novembre 2008.
- Agreste 2010. *Recensement agricole 2010*. Les coefficients d'équivalence en 2010. (http://agreste.agriculture.gouv.fr/IMG/paf/calcul_UGB.pdf)
- AgroParisTech, Irstea, ONF, RNF 2012 — *Notice pour la mise en place et la saisie des données du protocole de suivi dendrométrique des réserves forestières*. 13 p. http://www.reservesnaturelles.org/sites/default/files/fichiers/notice_psdfr.pdf
- Aldos Lobos, Harwood V., Cunningham J. & Scott K.. 2017. *Bioleaching Potential of Filamentous Fungi to Mobilize Lithium and Cobalt from Spent Rechargeable Li-Ion Batteries*. Thèse.
- Anses.fr. 2020 <https://www.anses.fr/fr/content/intoxications-li%C3%A9es-%C3%A0-la-consommation-de-champignons-restez-vigilants-0>
- Arnolds E. , 1981 — *Ecology and coenology of macrofungi in grasslands in Drenthe, the Netherlands*. Vol. 1. Part 1. Introduction and synecology. Vaduz, Germany : Ganter Verlag K. G.
- Arnolds E., 1982 — *Ecology and coenology of macrofungi in grasslands in Drenthe, the Netherlands*. Vol. 2. Part 2&3. Autoécologie and taxonomy. Bibliotheca Mycologia ISBN 3-7682-1346-3 Vaduz, Germany : Ganter Verlag K. G.
- Arnolds E. 1989. The influence of increased fertilization on the macrofungi of a sheep meadow in Drenthe, The Netherlands. *Opera Botanica* 100:7-21.
- Arnolds E. 1992. The analysis and classification of fungal communities with special reference to macrofungi. In *Fungi in vegetation science*, 7-47. Springer.
- Arnolds E. 2010. The fate of hydroid fungi in The Netherlands and Northwestern Europe. *Fungal Ecology* 3 (2):81-88.
- Ayel A. & Moinard A.. 1992. Le microscope : Constitution. Fonctionnement. Emploi en mycologie. Poitiers (86), France. *Bull. Soc. Myc. du Poitou*.
- Balbis J.- B. 1827-1828. *Flore lyonnaise ou Description des Plantes qui croissent dans les environs de Lyon et sur le Mont-Pilat*. (Lyon, Imprimerie de C. Coque).
- Barla J.- B. 1859. *Les Champignons de la Province de Nice et principalement les espèces comestibles, suspectes ou vénéneuses*. (I-IV), 138 p., 48 pl.. (Nice, Imprimerie Canis frères).

- Barla J.- B. 1888-1892. *Flore mycologique illustrée. Les Champignons des Alpes Maritimes avec indication de leurs propriétés utiles ou nuisibles*. 80 p., 69 pl.. (Nice, Typographie, Lithographie, Librairie et Papeterie A. Gilletta).
- Barkmann J. J. 1976. *Almegene inleiding tot de ecologie en sociologie van macrofungi*. *Coolia* 19, p. 57-66.;
- Barrett M., Belward A., Bladen S., Breeze T., Burgess N., Butchart S., Clewclow H., Cornell S., Cottam A. & Croft S. 2018. *Living planet report 2018: Aiming higher*.
- Basso M. T. 2005. *Manuale di microscopia dei funghi*. Vol. 1. Italia: Liberia Mykoflora. 302 p.
- Basso M. T. 2012. *Manuale di microscopia dei funghi*. Vol. 2. Italia: Liberia Mykoflora. 582 p.
- Bastard T. 1809. *Essai sur la Flore du Département de Maine et Loire*. I-xxvi, 1 tabl., 414 p. (Angers, de l'Imprimerie Ve Pavie).
- Bauhin J. 1650-1651. [Co-auteur : J. H. Cherler] *Historia plantarum universalis, nova et absolutissima cum consensu et dissensu circa eas. [...] Quam recensuit & auxit Dominicus Chabraeus [...] Juris vero publici fecit Franciscus Lud. A Graffenried [...] Continens descriptiones stirpium exactas, figuras novas ex ispo prototypo maxima ex parte depictas : earumdem Satum, Cultum, Mangonia : item Vires omnigenas : Praeparationes, Extractiones, ad Distillationes praecipuas : Exoticarum Orientis atque Occidentalis, aliarumque [...] In primis vero placit a veterum graecorum, arabum, latinorum. & posterioris seculi Scriptorum : interpretationes ac correctiones sententiarum obscurarum & depravatarum. [...] Tomus III. Ebroduni*.
- Becker G. 1953. *Observations sur l'Écologie des Champignons Supérieurs*. 128 p. Thèse Univ. ment. Sc. Besançon, parue en 1956. (Rodez, Imp. P. Carrière).
- Becker G. 1982. Les sécurités révolues [de l'espèce et du genre]. *Bull. Soc. Myc. de France*. 98-1
- Bengtson S., Rasmussen B., Ivarsson M., Muhling J., Broman C., Marone F., Stampanoni M. & Bekker A. 2017. «Fungus-like mycelial fossils in 2.4-billion-year-old vesicular basalt.» *Nature ecology & evolution* 1 (6):0141.
- Bernicchia A, Gorjon S.P. 2010. *Corticaceae sl*. *Fungi Europaei*, vol 12, 1008 p.
- Bernicchia A. 2005. *Polyporaceae sl*. *Fungi Europaei*, vol 10, 808 p.
- Biache, C., Baudran C., Boquerat C., Boutteaux J.-J., Castan A., Colas S., Croix P., Daviau H., Denis P., Dhenain O., Fournier M., Gattus J.-C., Guy S., Laguet S., Muller M., Muracciole S., Nicot P., Noblecourt T., Polifroni P., Sansot P., Témoin J.-L., Tillon L., Voiry H., Bartet X., de Villebonne D., Garnier B., Hermeline M., Liagre J., Maillet A., Mengin-Lecreulx P., Mourey J.-M., Pilard-Landeau B., Pischedda D., Rubio M. & Vinot V. 2017. *Guide technique vieux bois et bois mort*. Office Natiaol des Forêts, Paris. 102 p.
- Blanchard P., Diaz E., Gruhn G., Rose O., Voiry H., Courtecuisse R. & Moreau P-A. 2016. Protocole d'inventaire mycologique en forêt tropicale. *Les Dossiers Forestiers* n°29, Office national des forêts, 114 p. N° ISBN : 978-2-84207-500-8
- Boddy L. 2001. Fungal community ecology and wood decomposition processes in angiosperms: from standing tree to complete decay of coarse woody debris. *Ecological Bulletins*:43-56.
- Boertmann D. 2010. *The genus Hygrocybe* 2nd edition. *Fungi of Northern Europe.*— Vol. 1. National Environment Research Institute. 200 p.
- Boidin J. 1988. *Pour une lecture actualisée des « Hymenomycètes de France »*. *Bull sté Mycologique de France* 104:1-40 p.
- Bolay A. 2005. *Les Oidioms de Suisse (Erysiphacées)*. *Cryptogamica Helvetica* 20, 176 p.
- Bon M. 1969. *Flore héliophile des Macromycètes de la zone maritime picarde*. Thèse de Doctorat en Pharmacie, présentée le 24 - 11 - 1969. (Lille). [Publiée dans le *Bull. Soc. Mycol. Fr.* LXXXVI (1) : 79-213 (1970)]
- Bon M. 2004. *Champignons de France et d'Europe occidentale*. Flammarion. 368 p.
- Bonamy F. 1782. *Florae Nannetensis Prodomus, ou Enumération de la plus grande partie des plantes qui croissent aux environs de Nantes. On y a inséré quelques-unes qui se trouvent en d'autres endroits de la Province de Bretagne, dans le Poitou, l'Anjou, & quelques autres lieux que l'Auteur a eu l'occasion de parcourir*. (i-xvi), 126 p.. (à Nantes, de l'Imprimerie de Brun, l'ainé, Imprimeur-Libraire).
- Bonnin J.- C. 2000. *Liste rouge des champignons menacés de la Sarthe*.
- Bouget C. 2016. *Secrets d'insectes : 1001 curiosités du peuple à 6 pattes*. Quae. 288 p.
- Bourdot H. & Galzin A. 1928. *Hymenomycètes de France*, 762 p.
- Boury B., Bondu A., Chalange R., Courtecuisse R., Delannoy A., Lechat C., Lecuru C., Sellier Y., Vidonne J.-P. & Moreau, P-A. 2018. La Base Mycologique Nationale : un projet interactif pour la gestion des données mycologiques en France. *Doc. Mycol.* XXXVII, p. 3-14.

- Brandenburger W. 1985. *Parasitische Pilze an Gefäßpflanzen in Europa. Flore des Micromycètes parasites des plantes*. Ed. Gustav Fisher, Stuttgart, 1248 p.
- Bratton J. H. 2003 - Management to conserve fungi : a littérature review. *CCW Natural Science Report* NO. 03/10/1. 20 p.
- Braun U. & Crous P. W. 2003. *Mycosphaerella and its anamorphs*. Fungal Biodiversity Centre, Utrecht, The Netherlands, 571p.
- Braun U. & Melnik V. A. 1997. *Cercosporoid fungi from Russia and adjacent countries*. Russian academy of sciences, St. Petersburg, Russia, 130 p.
- Braun U. 1987. *A monograph of the Erysiphales (powdery mildews)*. Ed. J. Cramer, Berlin und Stuttgart, 700 p.
- Braun U. 1995. *A monograph of Cercospora, Ramularia and allied Genera (Phytopathogenic Hyphomycetes)*. Vol. I., Ed. I.H.W., München, Stuttgart, 333 p.
- Braun U. 1998. *A monograph of Cercospora, Ramularia and allied Genera (Phytopathogenic Hyphomycetes)*. Vol. II., Ed. I.H.W., München, Stuttgart, 493 p.
- Breheret S., Talou T., Rapior S. & Bessière J. - M. 1997. *Composés volatils : Un outils pour la chimiotaxonomie des basidiomycètes*. Paris, France : MNHN, Paris.
- Breitenbach J. & Kränzlin F. 1984. *Champignons de Suisse, Tome 1. Les ascomycètes*. Vol. 1 : Mykologia Luzern. 310 p.
- Breitenbach J. & Kränzlin F. 1991. *Champignons de Suisse, Tome 3. Bolets et champignons à lames, première partie : Strobilomycetaceae et Boletaceae, Paxillaceae, Gomphidaceae, Hygrophoraceae, Tricholomataceae, Polyporaceae (lamellées)*. Vol. 3 : Mykologia Luzern. 364 p.
- Breitenbach J. & Kränzlin F. 1995a. *Champignons de Suisse, Tome 2. Champignons sans lames : Hétérobasidiomycètes, Aphyllophorales, Gastéromycètes*. Vol. 2 : Mykologia Luzerne. 412 p.
- Breitenbach J. & Kränzlin F. 1995b. *Champignons de Suisse, Tome 4. Champignons à lames, deuxième partie : Entolomataceae, Pluteaceae, Amanitaceae, Agaricaceae, Coprinaceae, Bolbitiaceae, Strophariceae*. Vol. 4 : Mykologia Luzern. 371 p.
- Breitenbach J. & Kränzlin F. 2000. *Champignons de Suisse, Tome 5. Champignons à lames, troisième partie : Cortinariaceae*. Vol. 5 : Mykologia Luzern. 340 p.
- Breitenbach J. & Kränzlin F. 2000b. *Champignons de Suisse, Tome 6. Russulaceae : Lactaires - Russules*. Vol. 6 : Mykologia Luzern. 319 p.
- Brown J. K. M. & Hovmøller M. S. 2002. Aerial dispersal of pathogens on the global and continental scales and its impact on plant disease. *Science* 297 (5581):537-541.
- Bruciamacchie M., Gilg O. & Despert Y. 2007. *Un nouveau protocole pour le suivi des forêts, Espaces naturels*, n°18. <http://www.espaces-naturels.info/nouveau-protocole-pour-suivi-forets>
- Brummelen Van J. 1967. *A world monograph of the genera Ascobolus and Saccobolus*. Persoonia suppl. vol. 1, 260 p., 17 planches
- Brummelen Van J. 1995. *A world monograph of the Genus Pseudombrophila*. Libri • Botanici vol. 14, 117 p., 25 planches
- Buller A.H.R. 1934. *Researches on Fungi*. Vol. 6. Longmans, Green, Co., London, United Kingdom. 513 pp.
- Bulliard P. 1776-1780. *Flora Parisiensis ou descriptions et figures des plantes qui croissent aux environs de Paris, avec les différents noms, classes, ordres et genres qui leur conviennent, rangés suivant la méthode sexuelle de M. Linné, leurs parties caractéristiques, ports, propriétés, vertus et doses d'usage en Médecine, suivant les démonstrations de Botanique qui se font au Jardin du Roy*. V volumes. 640 fig. col.. (À Paris, chez Didot jeune, Libraire).
- Bulliard P. 1780-1793(1798). *Herbier de la France ou Collection complete des plantes indigènes de ce Royaume*. 13 volumes, 602 pl. grav. col. (dont 393 pl. de champignons). (A Paris, chez Garnery, chez Bleuet jeune) ; (à Paris, chez l'Auteur, chez Didot Jeune Debure, chez Belin) ; (À Paris, chez Dugour et Durand).
- Bumpus J.A., Tien M., Wright D. & Aust S.D. 1985. Oxydation of Persistent Environmental Pollutants by a White Rot Fungus. *Science*, Vol. 228, Issue 4706, pp. 1434-1436
- Bütler R., Lachat T. & Krumm F. 2020a. *Connaitre, conserver et promouvoir les arbres-habitats*. Notice du Praticien: 12.
- Bütler R., Lachat T., Krumm F., Kraus D. & Larrieu L. 2020b. *Guide de poche des dendromicrohabitats. Description et seuils de grandeur pour leur inventaire*. Institut fédéral de recherches WSL., Birmensdorf.
- Cacialli G., Caroti V. & Doveri F. 1999. *Contributio ad cognitionem coprinorum*. A.M.B, 256 p.
- Calhim S., Halme P., Petersen J.H., Læssøe T., Bässler C. & Heilmann-Clausen J. 2018. Fungal spore diversity reflects substrate-specific deposition challenges. *Scientific reports* 8 (1):5356.

- Capasso L. 1998. 5300 years ago, the Ice man used natural laxatives and antibiotics. *Lancet* 352(9143):1864
- Charbonnel J. 1995. *Les réactifs mycologiques, Tome 1, Les réactions macrochimiques*. France : J. Charbonnel. 344 p.
- Charbonnel J. 2004. *Les réactifs mycologiques, tome 2, les réactifs microchimiques*. France : J. Charbonnel. 289 p.
- Chevalier F. F. 1826-1827. *Flore générale des environs de Paris*. T. 1 (1826) : (i-xxiv), 1-674, 18 pl. ; T. 2 (1827) : (i-iii), 1-512, (i-iii), 513-980. (Paris, Chez Ferra jeune).
- Chiron N. & Michelot D. 2005. Odeurs des champignons : chimie et rôle dans les interactions biotiques - une revue. *Cryptogamie, Mycologie*, 26 (4) : 299-364
- Citerin M. 1992. Clé analytique du genre *Coprinus*. *Documents Mycologiques* T 22 fasc. 86
- Claus G. 1978. Des odeurs en mycologie ! Société Mycologique de France. Paris, France : *Documents Mycologiques* 8 (30-31) : pp. 31-63.
- Clusius C. 1601. *Rariorum Plantarum Historia*. (I-CCCXLVIII). (Antverpiae, ex officina Plantiniana, apud Joannem Moretum). Accesserunt Fungorum in Pannonis observatorum brevis Historia ; epistolae Belli et Roelsii et Ponae plantae Baldi. Hujus libri appendices et auctuaria exstant in Clusii Exoticis et Curis secundis.
- Collectif. 2001. Liste rouge des champignons menacés en Loire-Atlantique. *Cahiers Mycologiques Nantais* 13 : 19-33.
- Collectif. 1991. Bulletin spécial Aphyllophorales. *Bull. Fédération Mycologique Dauphiné-Savoie*, N° 120.
- Corriol G. 2020. *Documents phytosociologiques* — Actes du colloque international de Bailleul 2017 « Valeurs et usages des zones humides » — 3^e. Vol. 12. pp. 240-262.
- Corriol et coll. 2010. *Mise à jour de la liste des champignons déterminants dans le cadre de la modernisation des ZNIEFF en Midi-Pyrénées*. CBNPMP. 67 p.
- Corriol G., Hannoire C. & Hamdi E. 2014. *Réalisation de la liste rouge d'espèces menacées de champignons en Midi-Pyrénées selon la méthodologie UICN. Rapport final*. Conservatoire botanique National des Pyrénées et Midi-Pyrénées. CBNPMP 20p.
- Corriol G. 2003. Les descriptions écologiques en mycologie. *Bull. Soc. mycol. Fr.*, 119 (3-4) : 297-324.
- Corriol G. 2007. Notes mycologiques sur une pelouse sèche acidiphile du Violon caninae, relictuelle, de plaine. *Bull. Féd. mycol. bot. Dauphiné-Savoie* 185 : 5-29.
- Corriol G., 2005 — Les mycocénozes des pelouses comme bioindicateur. Enseignements des travaux en Europe du Nord et applications possibles en Midi-Pyrénées. *Actes du 1^{er} colloque naturaliste de Midi-Pyrénées*, Cahors. Ed. Nature Midi-Pyrénées, p. 95-99.
- Couretcuise R. 2004. Le référentiel taxinomique national des champignons. *La Lettre de la SMF* 4 : 2-4 (mars 2004).
- Courtecuisse R. 1997. Liste rouge des champignons menacés de la région Nord-Pas-de-Calais. *Cryptogamie-Mycologie* 18 : 183-219.
- Courtecuisse R., Duhem B. 2011. *Guide des champignons de France et d'Europe*. Les guides du naturaliste, Delachaux et Niestlé. pp.30-36
- Courtecuisse R., Lécuru C. & Moreau P.- A. 2005. Les espèces déterminantes du Nord-Pas-de-Calais. Groupes d'espèces fongiques d'intérêt écologique par type de milieux. *Bull. de la Soc. Myc. du Nord de la France* 78 : 55-75.
- Courtecuisse R. & Duhem B. 1994. *Guide des champignons de France et d'Europe. 1752 espèces décrites et illustrées*. Delachaux & Niestlé. 480 p.
- Couturier M., Ladevèze S., Sulzenbacher G., Ciano L., Fanuel M., Moreau C., Villares A., Cathala B., Chaspoul F., Frandsen K., Labourel A., Herpoël-Gimbert I., Grisel S., Haon M., Lenfant N., Rogniaux H., Ropartz D., Davies G., Rosso M.N., Walton P.H., Henrissat B. & Berrin J.G. 2018. Lytic xylan oxidases from wood-decay fungi unlock biomass degradation. *Nature Chemical Biology*. 14(3), 306.
- Crouan P.L. & Crouan H.M. 1867. *Florule du Finistère contenant les descriptions de 360 espèces nouvelles de sporogames, de nombreuses Observations et une Synonymie des Plantes cellulaires et vasculaires qui croissent spontanément dans ce département*. I-X, 262 p., 1 front., 31 pl. n.b., 1 pl. n.b. suppl.. (Paris, F. Klincksieck).
- CRPF Midi-Pyrénées. 2008. *Quelques propositions pour la prise en compte des champignons*. 4 p.
- Dajoz. R. 1960 Les Coléoptères mycétophiles de la forêt de la Massane [Pyrénées-Orientales] : *Note préliminaire. Vie et Milieu, Observatoire Océanologique - Laboratoire Arago*, 11 [2], pp.195-208. hal-02890030.
- Dangien B. 2000. *Protection du patrimoine fongique : Liste rouge des champignons de Lorraine*. 27 p. (Université Henri Poincaré — Nancy I)
- De Bary, Anton. 1879. De la symbiose. *Revue internationale des sciences*.

- Deconchat C. 2010, L'herbier mycologique. *Bull. Soc. Myc. du Limousin*. 36
- De Izarra Z. 2006. L'examen des champignons (étude de leurs caractères avant tout recours au microscope). *Bull. Soc. Myc. Poitou* Bulletin spécial n° 6 (6).
- De Izarra Z. 2007. Introduction à l'étude microscopique des champignons. *Bull. Soc. Myc. Poitou* Bulletin spécial N°5b (5). 80 p.
- Desmazières J.B.H.J. 1825-1851. *Plantes cryptogames [du Nord] de la France*. Edition I, sér. I, fasc. 1-44. (Lille, Leleux). 2200 numéros (de 1 à 800 sous le titre « Plantes cryptogames du Nord de la France »). 1836-1860. Edition II. Sér. I (1836-1851), fasc. 1-37. (Lille, Leleux). 1850 numéros. Sér. II (1853-1860), fasc. 1-16.
- Desprez-Loustau M.L., Courtecuisse R., Robin C., Husson C., Moreau P.-A., Blancard D., Selosse M.A., Lung-Escarmant B., Piou D. & Sache Y. 2010. Species diversity and drivers of spread of alien fungi (sensu lato) in Europe with a particular focus on France. *Biological Invasions* 12 (1):157.
- Doveri F. 2004. *Fungi Fimicoli Italici*. AMB, 1104 p.
- Dubus J.-P. 2000. *Liste rouge des champignons menacés de la Mayenne*.
- Duhem B. 1992. *Guide du Jeune Naturaliste — les Champignons*. Delachaux et Niestlé S.A. pp.1-5
- Duhem B. 2010. Éléments pour une approche de l'étude des corticiés. I. — La sporée. *Bull. de la Soc. Myc. de France* 126(2) : 143-160
- Durret C. 2020. *Etude de la diversité fongique saproxylique et recherche d'une espèce emblématique dans la hêtraie de la Réserve Naturelle de la Massane*. Rapport de stage de master 1. 56 p.
- Durrieu G. 1993. *Écologie des champignons*. Vol. 23 : Elsevier Masson. 207 p.
- Egli S. & Ayer F. 1997. Est-il possible d'améliorer la production de champignons comestibles en forêt ? L'exemple de la réserve mycologique de la Chanéaz en Suisse. *Revue forestière française* XLIX-n°sp, 235-243.
- Ellenberg H. 1974. *Indicator values of vascular plants in central Europe*. Indicator values of vascular plants in central Europe. 9.
- Ellis M.B. & Ellis J.P. 1997. *Microfungi on land Plants. An identification Handbook*. International Mycological Institute, Kew, Surrey, England, New enlarged Edition the Richmond Publishing Co., 868 p.
- Ellis M.B. & Ellis J.P. 1998. *Microfungi on miscellaneous substrates*, the Richmond Publishing
- Eriksson J. & Hjortstam K. 1982. *The Corticiaceae of North Europe. Volume 6 Phlebia — Sarcodontia*. Fungiflora, Oslo, Norway 6, 1051-1276.
- Eriksson J. & Ryvarden L. 1975. *The Corticiaceae of North Europe. Volume 3 Coronicium — Hyphoderma*. Fungiflora, Oslo, Norway 3, 288-546.
- Eriksson J. & Ryvarden L. 1976. *The Corticiaceae of North Europe. Volume 4 Hyphodermella — Mycoacia*. Fungiflora, Oslo, Norway 4, 549-886.
- Eriksson J., Hjortstam K. & Ryvarden L.. 1978. *The Corticiaceae of North Europe. Volume 5, Mycoaciella — Phanerochaete*. Fungiflora, Oslo, Norway 5, 889-1047.
- Eriksson J., Hjortstam K. & Ryvarden L. 1984. *The Corticiaceae of North Europe. Volume 7 Schizopora — Suillosporium*. Fungiflora, Oslo, Norway 7, 1282-1449.
- Espinosa-Valdemar R.M., Turpin-Marion S., Delfín-Alcalá I. & Vázquez-Morillas A. 2011. Disposable diapers biodegradation by the fungus *Pleurotus ostreatus*. *Waste management*. 31(8), 1683-1688.
- Eyssartier G. & Roux P. 2017. *Le guide des champignons. France et Europe*. Belin. 1152 p.
- Eyssartier G. 2018. *Champignons, tout ce qu'il faut savoir en mycologie*. Belin ed, Références nature : Belin. 288 p.
- Fleming A. 1944. The discovery of penicillin. *British Medical Bulletin*, Volume 2, Issue 1, 1 January 1944, Pages 4-5.
- Floudas D., Binder M., Riley R., Barry K., Blanchette R.A., Henrissat B., Martínez A.T., Otillar R., Spatafora J.W. & Yadav J.S. 2012. «The Paleozoic origin of enzymatic lignin decomposition reconstructed from 31 fungal genomes.» *Science* 336 (6089) : 1715-1719.
- Fogel R. & Hunt G. 1979. Fungal and arboreal biomass in a western Oregon Douglas-fir ecosystem: distribution patterns and turnover. *Canadian Journal of Forest Research*, 9(2) : 245-256.
- Fraiture A. 2008. Mycocoenologie des forêts de haute Belgique. Paris, France : Soc. Myc. de France 124 : 187-261
- Fraxinus. 2018. <http://www.fraxinus.fr/la-chalarose.html#la-situation-en-france>. accès le 2018-03.
- Friess, N., Müller, J. C., Aramendi, P., Bässler, C., Brändle, M., Bouget, C., ... & Seibold, S. (2019). Arthropod communities in fungal fruitbodies are weakly structured by climate and biogeography across European beech forests. *Diversity and Distributions*, 25(5), 783-796

- Galante T.E., Horton T.R. & Swaney D.P. 2011. 95% of basidiospores fall within 1 m of the cap: a field-and modeling-based study. *Mycologia* 103: 1175–1183.
- Gange A.C. & Gange E.G. 2014 *The impact of climate change on woodland saprotrophic and mycorrhizal fungi*.
- Gannaz M. 2012. *Clé pratique des polypores à chapeau en Europe*. 2e édition, 50 p.
- Gardiennet A. & Verpeau J. – C. 2017. Inventaire fongique de la pelouse calcaire de Champ Sement (Brochon, Côte d'Or, RN Combe Lavaux-Jean Roland)- *Revue scientifique de Bourgogne* 25-2017. 69-83.
- Garidel P. 1715. Histoire des Plantes, qui naissent aux environs d'Aix et dans plusieurs autres endroits de la Provence ; avec une explication des noms des auteurs botanistes, avec quelques remarques historiques sur leurs ouvrages. (I-xxxix), (I-xlii), 522 p., ind., 100 pl. (Aix, chez J David).
- Garon D. & Guégen J.- C. 2015. Biodiversité et évolution du monde fongique. EDP sciences, *les cahiers de la biodiversité*. pp.20-38
- Gaterau J.-P. 1789. *Description des plantes qui croissent aux environs de Montauban, ou qu'on cultive dans les jardins, rangées d'après la méthode sexuelle, avec l'indication du lieu où elles viennent, et les vertus principales des usuelles*. 216 p.. (Montauban, chez l'Auteur et chez Charles Crosilhes, libraire).
- Gatignol P. 2019. Etude mycologique du domaine de Givray, commune de Ligugé (Vienne). *Soc. Myc. du Poitou. Bull.* 37. p. 33-46.
- Genney D.R., Hale A.D., Woods M. & Wright M. 2009. *Guildness for selection of biological SSSIs Rationale Operational approach and criteria*. Detailed guidelines for habitats and species groups. Chapter 20 Grassland fungi. Joint Nature Conservation Committee. 8 p.
- Gillet C. 1874-1898. *Les Hyménomycètes ou Description de tous les champignons (Fungi) qui croissent en France, avec l'indication de leurs propriétés utiles ou vénéneuses*. 828 p., 714 pl. col.. (Alençon, Ch. Thomas).
- Gobat J.-M., Aragno M. & Matthey W. 2010. Le sol vivant : bases de pédologie, *biologie des sols*. Vol. 14 : PPUR Presses polytechniques.
- Gouan A. 1765. *Flora Monspeliaca, sistens plantas n° 1850 ad sua genera relatas, et hybrida methodo digestas ; adjectis nominibus specificis, trivialibusque, synonymis selectis, habitationibus plurium in agro Monspeliensi nuper detectarum, et earum quæ in usus medicos veniunt nominibus pharmaceuticis, virtutibusque probatissimis*. (i-xvi), 543 p., 3 pl.. (Lugduni, Sumptibus Benedicti Duplain, Bibliopolæ ; in vico majori Mercatorio, sub signo Aquilæ).
- Graham L.E., Cook M.E., Hanson D.T., Pigg K.B. & Graham J.M. 2010. Structural, physiological, and stable carbon isotopic evidence that the enigmatic Paleozoic fossil Prototaxites formed from rolled liverwort mats. *American Journal of Botany* 97(2) : 268-275.
- Griffith G.W., Aron C., Evans D.A., Evans S., Graham A., Holden L. & Mitchel D., 2006. *Mycological survey of selected semi-natural grasslands in Wales*. Final report August 2006. Contract FC-73-01-403. 25 p.
- Griffith G.W., Gamarra J.P.G., Holden E.N., Mitchel D., Graham A., Evans D.A., Evans S.E., Aron C., Noordeloos M.E., Kirk P.M., Smith S.L.N., Woods R.G., Hale A.D., Easton G.L., Ratkowsky D.A., Stevens D.P. & Halbwachs H. 2013. The international conservation importance of Welsh « waxcap » grassland. *Mycosphere* 4 (5). Online Édition : 969-984.
- Griffith W.G., Bratton J.H. & Easton G. 2004. Charismatic megafungi. The conservation of Waxcap grasslands. *British Wildlife* October 2004 p. 31 – 43.
- Griffith G.W., Graham A., Woods R.G., Easton G.L. & Halbwachs H. 2014. Effect of biocides on the fruiting of waxcap fungi. *Fungal Ecology* 7:67-69.
- Gruhn G., Voiry H. 2017. *Inventaires du réseau mycologie de l'ONF en réserves et espaces sensibles de métropole. Présentation des protocoles*. Réseau Mycologie de l'Office National des Forêts, Janvier 2017. 23 p.
- Guettard J.-E. 1747. *Observations sur les Plantes*. I : (I-xliii), (n.p.), 302 p., (index), (table), (ommiss.), (errat.) ; II : 464 p. (Paris, chez Durand).
- Guinberteau J. 2010. Les champignons des dunes non boisées du littoral aquitain : un univers méconnu ! Bordeaux, France : *Société Linnéenne de Bordeaux*. T145 38(3). pp.247-277.
- Hairaud M. 2012. Un champignon menace le frêne dans toute l'Europe. Niort (79), France : *Bull. Soc. Myc. Massif Argenson*.
- Halbwachs H., Simmel J. & Bässler C.. 2016. Tales and mysteries of fungal fruiting: How morphological and physiological traits affect a pileate lifestyle. *Fungal Biology Reviews* 30 (2):36-61.
- Hallenberg N. 1985. *The Lachnocladiaceae and Coniophoraceae of North Europe*. Fungiflora, Oslo, Norway. 91 p.

- Hardoim P.R., Van Overbeek L.S., Berg G., Pirttilä A.M., Compant S., Campisano A., Döring M. & Sessitsch A. 2015. The hidden world within plants: ecological and evolutionary considerations for defining functioning of microbial endophytes. *Microbiology and Molecular Biology Reviews* 79 (3):293-320.
- Hawksworth D.L., Kirk P.M., Sutton B.C., & Pegler D.N. 1995. *Dictionary of the fungi* (No. C/589.203 H3). 629 p.
- Hawksworth D.L. & Lücking R. 2017. Fungal diversity revisited: 2.2 to 3.8 million species. *The fungal kingdom*:79-95.
- Hawksworth D.L. 1991. The fungal dimension of biodiversity: magnitude, significance, and conservation. *Mycological research* 95 (6):641-655.
- Hawksworth D.L. 2001. The magnitude of fungal diversity: the 1· 5 million species estimate revisited. *Mycological research* 105 (12):1422-1432.
- Heads S.W., Miller A.N., Leland Crane J., Thomas M.J., Ruffatto D.M., Methven A.S., Raudabaugh D.B. & Wang Y. 2017. The oldest fossil mushroom. *PloS one* 12 (6):e0178327.
- Hjortstam K., Larsson K.-H. & Ryvarden L. 1987. *The Corticiaceae of North Europe. Volume 1 Introduction and keys. Fungiflora*, Oslo, Norway 1, 59 p.
- Hjortstam K. Larsson K.-H. & Ryvarden L. 1988. *The Corticiaceae of North Europe. Volume 8 Phlebiella Thanatephorus - Ypsilonidium*. Fungiflora, Oslo, Norway 8, 1450–1631.
- INPN. 2018. Gargominy O., Tercerie S., Régnier C., Ramage T., Dupont P., Vandel E., Daszkiewicz P., Léotard G., Courtecuisse R., Canard A., Lévêque A., Leblond S., De Massary J.-C., Jourdan H., Dewynter M., Horellou A., Noël P., Noblecourt T., Comolet J., Touroult J., Barbut J., Rome Q., Delfosse E., Bernard J.-F., Bock B., Malécot V., Boullet V., Hugonnot V., Robbert Gradstein S., Lavocat Bernard E., Ah-Peng C., Moreau P.A. & Lebouvier M. 2018. *TAXREF v12.0, Référentiel taxonomique pour la France*. Muséum national d'Histoire naturelle, Paris.
«<https://inpn.mnhn.fr/programme/referentiel-taxonomique-taxref>.» MNHN INPN, acces mars 2018.
- INRA. 2018. <http://ephytia.inra.fr/fr/C/20845/Forets-Graphiose-de-l-orme>. Accès mars 2018.
- IUCN. 2017. <http://iucn.ekoo.se/en/iucn/welcome>. UICN, accès le 15/10/2017.
- Jossierand M. 1983. *La description des champignons supérieurs : (Basidiomycètes charnus)* Vol. 37. Ed. Lechevalier. 222 p.
- Jülich W. 1989. *Guida alla determinazione dei funghi*. vol 2, 597 p (en Italien).
- Kauserud H., Heegaard E., Semenov M.A., Boddy L., Halvorsen R., Stige L., Sparks T.H., Gange A.C. & Stenseth N.C.. 2010. Climate change and spring-fruited fungi. *Proceedings of the Royal Society of London B: Biological Sciences* 277 (1685):1169-1177.
- Knecht D. 1979. Eugen Cizek, Structures et idéologie dans « Les Vies des douze Césars » de Suétone. *L'Antiquité Classique*, 48(1), 318-319.
- Koune Jean-Paul. 2001. *Convention relative à la conservation de la vie sauvage et du milieu naturel de l'Europe, comité permanent, Fiches descriptives des champignons menacés d'Europe susceptibles de figurer à l'Annexe I de la convention*. Strasbourg, France : European Council for the Conservation of Fungi. 69 p.
- Kuhn R. & Romagnesi H. 1953. *Flore analytique des Champignons supérieurs*. (I-XIV), 557 p. (Paris, Masson et Cie, éditeurs)
- Lamarck (de) J.B.P. & Candolle (de) A.P. 1805. *Flore Française ou Descriptions succinctes de toutes les Plantes qui croissent naturellement en France*. Tome II : (I-XII) 1-600. (Paris, chez H.Agasse).
- Landolt E., Bäumler B., Ehrhardt A., Hegg O., Klötzli F., Lämmler W., Nobis M., Rudmann-Maurer K., Schweingruber F.H. & Theurillat J.-P. 2010. *Flora indicativa: Ökologische Zeigerwerte und biologische Kennzeichen zur Flora der Schweiz und der Alpen: Haupt*.
- Larrieu L. & Gonin P. 2016. *Présentation de l'Indice de Biodiversité Potentielle (IBP)*. CNPF-IDF, INRA Dynafor, mise à jour du 01/09/16, 4 p.
- Laterrade J.-F. 1811. *Flore Bordelaise, ou Tableau des Plantes qui croissent naturellement aux environs de Bordeaux, dans un cercle d'un myriamètre et demi de rayon, classées d'après le système de Linné, avec l'étymologie des noms génériques, le site, l'époque de la floraison, etc., leurs usages dans les arts, l'économie rurale et la médecine ; précédée de notions élémentaires sur la botanique*. 364 p.. (Bordeaux, typ. Moreau).
- Laurent-Dargent J. 2009. *La Liste Rouge des Champignons (Macromycètes) rares ou menacés de Lorraine*. Thèse pour de Diplôme d'état de Docteur en Pharmacie, Université H. Poincaré de Nancy I, Faculté de Pharmacie. 128 p.
- Le Tacon F. 1985. Les mycorhizes : une coopération entre plantes et champignons. *La recherche* 16 (166) :624-632.

- Lechat C., Gardiennet A. & Fournier J. 2018. *Thyronectria abieticola* (Hypocreales), a new species from France on *Abies alba*. *Ascomycete.org* 10 (1) : 55-61
- Lecointre G. & Le Guyader H.. 2006. The tree of life: a phylogenetic classification. Vol. 20: *Harvard University Press*.
- Lecomte T. 2008. La gestion conservatoire des écosystèmes herbacés par le pâturage extensif : une contribution importante au maintien de la diversité fongique, *Bull. mycol. bot. Dauphiné-Savoie* 191 : 11-22.
- Lecomte M. 2012. *Manuel de microscopie*. edited by G Auderset, D Baar, J-P Claes, F Dubois, A Ferville, A Février, P Girodet, T Hatt, P Leroy, O Levoux, A Marchal, J-M Plrot and G Trichies: Ass. Mycol. Franc. de Belgique. 193 p.
- Leite S. 2008. *La bio-indication mycologique de la forêt domaniale Sainte-Croix-Volvestre*. Syndicat Mixte de Préfiguration du PNR des Pyrénées Ariégeoises. 79 p.
- Longcore J.E., Pessier A.P. & Nichols D.K. 1999. *Batrachochytrium dendrobatidis* gen. et sp. nov., a chytrid pathogenic to amphibians. *Mycologia*: 219-227.
- Loron C.C., François C., Rainbird R.H., Turner E.C., Borensztajn S. & Javaux E.J. 2019. Early fungi from the Proterozoic era in Arctic Canada. *Nature*, vol. 570, no 7760, p. 232-235.
- Lundqvist N. 1972. Nordic Sordariaceae s. lat., *Symb. Bot. Upsal*. XX, 374 p.
- Peters-Destéract M. 2005. *Pain, bière et toutes bonnes choses. L'alimentation dans l'Égypte ancienne*. Éditions du Rocher, 428 p.
- Magnol P. 1686. *Botanicon monspeliense sive plantarum circa Monspelium nascentium index, in quo plantarum nomina meliora seliguntur ; loca, in quibus plantae sponte adulescunt, tum a prioribus botanicis, tum ab autore observata indicantur et praecipue facultates traduntur. Adduntur variarum plantarum descriptiones et icones. Cum appendice, quæ plantas de novo repertas continet et errata emendat*. 309 p., 5 pl. h. t. (Monspelii, P. Marret).
- Malaval J.C. 2000. Liste rouge — Ascomycotina, Basidiomycotina, Myxostelidae menacés de Haute-Normandie. Rouen, *Soc. des Amis des Sc. Nat. et du Museum de Rouen*, 51 p.
- Marchand A. 1973. *Champignons du Nord et du Midi. Les meilleurs comestibles*. Tome 2. Soc. Mycol. Pyrénées Médit., Perpignan, Diffusion Hachette, 273 p.
- Marchand A. 1975. *Champignons du Nord et du Midi. Bolétales et Aphyllophorales*. Tome 3. Soc. Mycol. Pyrénées Médit., Perpignan, Diffusion Hachette, 276 p.
- Marchand A. 1976. *Champignons du Nord et du Midi. Aphyllophorales (fin), Hydnaceae, Gasteromycetes, Ascomycetes*. Tome 4. Soc. Mycol. Pyrénées Médit., Perpignan, Diffusion Hachette, 262 p.
- Martel A., Spitzen-van der Sluijs A., Blooi M., Bert W., Ducatelle R., Fisher M.C., Woeltjes A., Bosman W., Chiers K. & Bossuyt F. 2013. *Batrachochytrium salamandrivorans* sp. nov. causes lethal chytridiomycosis in amphibians. *Proceedings of the National Academy of Sciences* 110 (38):15325-15329.
- Martin F. 2014. *Tous les champignons portent-ils un chapeau ? : 90 clés pour comprendre les champignons*. Quae. 184 p.
- Marxsen J. 2016. *Climate Change and Microbial Ecology*. Caister Academic Press. 214 p.
- Mclay A. 2009. *A survey of waxcap grasslands on land held by Northumbrian Water Limited*. 12 p.
- McNeill J., Barrie F.R., Buck W.R., Demoulin V., Greuter W., Hawksworth D.L., Herendeen P.S., Knapp S., Marhold K. & Prado J. 2012. *International Code of Nomenclature for algae, fungi and plants*. Regnum vegetabile 154.
- Mel'nik V. 2000. *Key to the fungi of the genus Ascochyta Lib. (Coelomycetes)*. Parey Buchverlag, Berlin, 192 p.
- Meyer M. 2008. Les myxomycètes coprophiles. *Bull. mycol. bot. Dauphiné-Savoie*, 191, p. 101-109
- Michon E. 2018. La fluorescence pour la détermination des champignons. Lyon, France : *Bull. Soc. Mycol. Bota. Dauphiné-Savoie* 228 : 21-25.
- Mitchel D. 2006. *Survey of the grassland fungi of County Clare*. November 2006. 55 p.
- Moingeon S., Moingeon J.-M. & Moyne G. 2015. La pelouse à hélianthème d'Ouhans (Doubs) : mise en lumière de la diversité fongique (Ire partie). *Bull. soc. Myc et bot. De la FMBDS* N°217 (mai 2015). p. 37-53.
- Montagnard J. & Picar M., 1978. *Guide des champignons et de leurs à cotés*. Ed. la Courtille, Poitiers, 255 p.
- Montagne V. 2018. Un site à CHEGD fungi original. Le stade de foot d'Antigny (86). Mignaloux-Beauvoir, France : *Société Mycologique du Poitou. Bull.* 36. p. 53-62.
- Monti G., Gorrieri L., Marchetti M. & Franchi P. 1992. *Funghi e cenosi di aree bruciate*. 150 pp. Pacini ed.

- Morand S.-F. 1855. Sur un moyen d'arrêter le sang des artères sans le secours de la ligature. *Mémoires de l'Académie royale de chirurgie*, 1855, n° 1, p. 535-540
- Moravec J. 2005. *A world monograph of the genus Cheilymenia*, Libri Botanici vol. 21, 256 p.
- Moreau P.A. 2002. *Analyse écologique des champignons supérieurs dans les tourbières des Alpes du Nord*. Thèse soutenue le 13 décembre 2002. Laboratoire dynamique des écosystèmes d'Altitude. C.I.S.M. Université de Savoie. 214 p.
- Moreau P.- A., Daillant O., Corriol G., Gueidan C. & Courtecuisse R. 2002. RENECOFOR — *Inventaire des champignons supérieurs et des lichens sur 12 placettes du réseau et dans un site atelier de l'INRA/GIP ECOFOR* — Résultats d'un projet pilote (1996-1998). Edité par l'Office National des Forêt, Département Recherche et Développement, ISBN 2-84207-244-8, 142 p.
- Mornand J. 1998. Liste rouge des champignons menacés du Maine-et-Loire. *Bull. Soc. Et. Sci. Anjou* 16 : 135-160.
- Mornand J. 2001. *Liste rouge des champignons menacés de la Région des Pays de la Loire*. Société d'Études Scientifiques de l'Anjou. Mém. n°15. 33 p. (Angers, SESA). Format numérique
- Mougeot J.- B. 1810-1861[et 1890]. [Co-auteur : C. NESTLER] *Stirpes Cryptogamae Vogeso-Rhenanae quas in Rheni superioris inferiorisque, nec non Vogesorum praefecturis collegerunt*. (Bruyerii, M. Vivot). Fasc. I (100 pl.) (sept. 1810) ; II (1811) ; III (1812) ; IV (1813) ; V (1815) ; VI (1818) ; VII (1820) ; VIII (1823) ; IX (1826) ; X (1833) ; XI (1840) ; XII (1843) ; XIII (1850) ; XIV (1854) ; XV (1861)
- Moyne G., Moingeon J.M. & Moingeon S. 2006 — Entre Charnay et Courcelles-les-Quingey : Un paradis mycologique. *Bull. Soc. Hist. Nat. Doubs* (2006-2007) 91 13-40
- Mueller G.M., Schmitt J.P., Huhndorf S.M., Ryvarden L., O'Dell T.E., Lodge D.J., Leacock P.R., Mata M., Loengrin U., Wu Q. & Czederpiltz D. 2004. Recommended protocols for sampling macrofungi in Biodiversity of fungi. Inventory and monitoring methods. Mueller G.M., Bills G.F. & Foster M.S. Elsevier Academic Press. p. 169-171.
- Mulder C. & de Zwart D. 2003. Assessing fungal species sensitivity to environmental gradients by the Ellenberg indicator values of above-ground vegetation. *Basic and Applied Ecology* 4 (6):557-568.
- Muller J.-L., Laurent P. & Schott D. 2014. *La Liste rouge des Champignons supérieurs menacés en Alsace*. SMHR, SEMHV, SMS, ODONAT, 108 p. Document numérique.
- Newbound M., McCarthy M. A. & Lebel T. 2010. Fungi and the urban environment: A review. *Landscape and Urban Planning* 96(3) : 138-145.
- Nitare J. 1988. Jordtungor, en svampgrupp på tillbakagång i naturliga fodermarker. *Svensk. Bot. Tidskr.*, 82, pp. 485-489.
- Noordeloos M.E., Kuyper T.W. & Vellinga C. 2005. *Flora Agaricina Neerlandica vol. 6 (Coprinaceae, Bolbitiaceae)*. CRC Press, 227 p.
- Norden B., Ryberg M., Götmark F. & Olausson B.. 2004. Relative importance of coarse and fine woody debris for the diversity of wood-inhabiting fungi in temperate broadleaf forests. *Biological conservation* 117 (1):1-10.
- Noulet J.-B. & Dassier A. 1838. *Traité des Champignons comestibles, suspects et vénéneux, qui croissent dans le Bassin Sous-Pyrénéen*. (I-XXX), 258 p., 42 pl. col.. (Toulouse, Paris, chez J.-B. Paya, libraire—éditeur).
- Office National des Forêts. 2017. *INS-18-T-97 du 27 décembre 2018. Conservation de la biodiversité dans la gestion courante des forêts publiques* - version actualisée. 15p.
- Ovaskainen O., Abrego N., Somervuo P., Palorinne I., Hardwick B., Pitkänen J.M., Andrew N.R., Niklaus P.A., Schmidt N.M. & Seibold S. 2019. Monitoring fungal communities with the Global Spore Sampling Project. *Frontiers in Ecology and Evolution*
- Pacaud R. 2001. Liste rouge des champignons de Vendée. *Bull. Soc. bot. Centre-Ouest* 32 : 345-366.
- Paulet 1793. *Traité des champignons*. Tome premier, Paris, France. p 452
- Péricouche A. (coord.) 2013. *Liste des champignons potentiellement menacés de la région Centre*. 211-236, in Nature Centre, Conservatoire botanique national du Bassin parisien. 2014, livre rouge des habitats naturels et des espèces menacés de la région Centre. Nature Centre éd., Orléans, 504 p.
- Péricouche A. 2001. Projet de liste rouge du Loiret. *Bull. Soc. Mycol. Gâtinais* 6 : 12-19.
- Phillips R.. 1981. *Les champignons*. Edition Solar. 288 p.
- Pichard G. 2015. *Le champignon, allié de l'arbre et de la forêt*. CNPF, Paris. 26p.
- Piedallu C., Perez V., Gégout J.- C., Lebourgeois F. & Bertrand R. 2009. Impact potentiel du changement climatique sur la distribution de l'Epicéa, du Sapin, du Hêtre et du Chêne sessile en France. *Revue Forestière Française* LXI (6) :567-593.

- Poirier C. & Philippot M. 2012. Gestion des prairies permanentes (http://www.paturage.be/paturage/gestion_pre/gestion_pre.html).
- Préau C., Isselin-Nondedeu F., Sellier Y., Bertrand R. & Grandjean F. 2018. Predicting suitable habitats of four range margin amphibians under climate and land-use changes in southwestern France. *Regional Environmental Change*:1-12.
- Purhonen J., Huhtinen S., Kotiranta H., Kotiaho J. S. & Halme P. 2016. Detailed information on fruiting phenology provides new insights on wood-inhabiting fungal detection *Fungal Ecology*. Vol. 27, Part B, June 2017, pp. 175-177
- Quélet L. 1872-1901. Les Champignons du Jura et des Vosges. In Mém. de la Soc. d'Emul. de Montbéliard et suppléments dans *Bull. Soc. bot. Fr.*, C.R. Ass. Av. Sc..
- Quentin F. 2010. Égypte (tradition du pain en), dans Jean-Philippe de Tonnac (dir.), *Dictionnaire universel du pain*. Robert Laffont, coll. Bouquins, 2010.
- Rald E. 1985. Vokshatte som indikatorarter for mykologisk værdifulde overdrevslokalteter. *Svampe*, 11, pp. 1-9.
- Ramade F. 1993. *Dictionnaire encyclopédique de l'écologie et des sciences de l'environnement*. Ediscience international. pp. 801.
- Romain P. 1953. *Mycogastronomie in Grandgousier*, 20 année 1-2 janv mars 1953,
- Reaudin D., Dupuy H. & Le Bourdon D. 2003. *Liste rouge Ascomycotina, Basidiomycotina, Myxostelidae menacés des Côtes-d'Armor*. Société Mycologique des Côtes-d'Armor. 86 p.
- Redecker D., Kodner R. & Graham L.E. 2000. Glomalean fungi from the Ordovician. *Science* 289 (5486):1920-1921.
- Redeuilh G. 1986. *Boletus depilatus*, *Bull. trimest. Soc. mycol. Fr.* 101(4) : 389.
- Rioult J.- P. 1995. *Contribution à la réalisation d'une liste rouge des mycota de Basse - Normandie*. 12 p.. Laboratoire de Botanique et de Mycologie. UFR des Sciences Pharmaceutiques. Univ. de Caen.
- Rivoire B. 2020. *Polypores de France et d'Europe*. Mycopolydev. 873 p.
- Rossman A.Y., Tulloss R.E., O'Dell T. & Thorn R.G. 1998. Protocols for an all taxa biodiversity inventory of Fungi in a Costa Rican conservation area. *Parkway Pub. Inc.*, Boone, North Carolina.
- Rotheroe M. 1999. Mycological survey of selected semi-natural grasslands in Carmarthenshire. *Contract Science Report No.340*. Bangor : Countryside Council for Wales.
- Roumeguère C. 1879. *Flore mycologique du département du Tarn-et-Garonne — Agaricinées*. 278 p., 8 pl. coul. et n.b.. (Montauban, impr. et lithographie Forestié).
- Roussel B. 2003. *A la découverte de l'amadouvier* — sur Internet : site FuturaPanète (avec détail des différentes utilisations.)
- Roussel B., Rapior S., Masson C.- L. & Boutié C. 2002a. *Fomes Fomentarius* (L. : Fr.) : un champignon aux multiples usages. *Cryptogamie, Mycologie*. 23 (4) : 349-366.
- Roussel B., Rapior S., Charlot C., Masson C.— L. & Boutié P. 2002b. Mais quel est donc cet Agaric de Brossard ? *Annales de la Société d'Horticulture et d'Histoire Naturelle de l'Hérault*. 142 (2-3) : 39-54.
- Roussel B. ; Rapior S., Masson C.-L. & Boutié P. 2002c. L'Amadouvier, grande et petite histoire d'un champignon. *Supplément hors-série des Annales de la Société d'Horticulture et d'Histoire Naturelle de l'Hérault*, 48 p.
- Roussel B, Rapior S., Charlot C., Masson C. L. & Boutié, P. 2002d : Histoire des utilisations thérapeutiques de l'amadouvier [*Fomes fomentarius* (L. : Fr.) Fr.] *Revue d'Histoire de la Pharmacie*.
- Russell J.R., Huang J., Anand P., Kucera K., Sandoval A.G., Dantzler K.W., Hickman D., Jee J., Kimovec F.M. & Koppstein D. 2011. Biodegradation of polyester polyurethane by endophytic fungi. *Appl. Environ. Microbiol.* 77 (17):6076-6084.
- Ryvarden L. 1976. *The polyporaceae of North Europe vol 1. Albatrellus – Incrustoparia*. 214 p.
- Ryvarden L. 1978. *The Polyporaceae of North Europe. Volume 2. Inonotus-Tyromyces*. 219-507.
- Ryvarden L., Melo I. & Niemelä T. 2014. *Poroid fungi of Europe*. Fungiflora, Oslo, 455 p.
- Sagara N. 1976. Presence of buried mammalian carcass indicated by fungal fruiting bodies. *Nature* 262, 816.
- Sagara N. 1995. Association of ectomycorrhizal fungi with decomposed animal wastes in forest habitats: A cleaning symbiosis? *Can. J. Bot.* 73, suppl. 1, S1423–S1433
- Sagara N., Abe H. & Okabe H. 1993. The persistence of moles in nesting at the same site as indicated by mushroom fruiting and nest reconstruction. *Canadian journal of zoology*, 71(8), 1690-1693.

- Sagara N., Murakami Y. & Cléménçon H. 1988. Association of *Hebeloma radicosum* with a nest of the wood mouse *Apodemus*. *Mycol. Helv.* 3 : 27 -35.
- Saint-Amans (de) J.- F. 1821. *Flore agenaise ou Description méthodique des Plantes observées dans le département de Lot-et-Garonne et dans quelques parties des départements voisins*. (1-61), 629 p., err.. (Agen, Prosper Noubel, imprimeur-libraire).
- Šašek V. 2012. The Utilization of Bioremediation to Reduce Soil Contamination: Problems and Solutions, chapter Why Mycoremediation has not yet come into practice, pp. 247-266, *NATO Science Series book series* (NAIV, volume 19).
- Savoie J.M. (Coord.), Bartoli M., Brin A., Brustel H., Celle J., Corriol G., Coste C., Hanoire C., Harrel M., Larrieu L., Sarthou V. & Vallades L. 2011. Forêts pyrénéennes anciennes de Midi-Pyrénées. *Rapport d'Etude de projet FEDER 2008-2011*. Ecole d'Ingénieurs de PURPAN/DREAL Midi-Pyrénées, 320 p.
- Schwaneberger. 1953. *Farben-Tafeln für Briefmarkensammler*.
- Sellier Y. 2014. Les Hygrocybes et autres « CHEGD fungi » de la réserve naturelle du Pinail. *Bull. soc. Myc. Poitou*. 2014 16 p.
- Sellier Y., Hervé R., Gatignol P. & Montagne V. 2014. Étude fongique sur la réserve naturelle du Pinail (86). Complément d'inventaire et bio-indication. Édité par la société mycologique du Poitou et GEREPI. 97 p.
- Sellier Y., Sugny D. & Corriol G. 2015. Protocole standardisé d'étude des champignons des pelouses et prairies maigres, les « CHEGD » (Clavaires, Hygrocybes, Entolomes, Géoglosses, Dermolomes). *Bull. Soc. mycol. Fr.* 131 b(1-2) : 97-148.
- Sellier Y., Dupont V., Cerclet S., Berry T., Léauté J., Préau C. & Lelarge K. 2020. *Protocoles de suivis et d'étude du patrimoine naturel de la réserve naturelle nationale du Pinail*. Edité par GEREPI. Vouneuil-sur-Vienne, France. 285 p.
- Sellier Y., Léauté J., Lefort F., Gemmier G., Hérault P. & Brugel E. 2019. *Liste Rouge du Poitou-Charentes : chapitre Champignons*. Fontaine-le-Comte, France : Poitou-Charentes Nature. 133 p.
- Sellier Y., Dupont V., Léauté J. & Préau C. 2018. *Rapport d'étude 2018 de la réserve naturelle du Pinail*. Vouneuil-sur-Vienne, France : GEREPI.
- Selosse M.-A, Schneider-Maunoury L. & Martos F.. 2018. Time to re-think fungal ecology ? Fungal ecological niches are often prejudged. *New Phytologist* 217 (3):968-972.
- Selosse M.-A 2017. *Jamais seul. Ces microbes qui construisent les plantes, les animaux et les civilisations*. Edit. Actes Sud, Arles, 352 p.
- Senn-Irlet B. 1993. Ökologie, Soziologie und Taxinomie alpinen Makromyzeten (Agaricales, Basidiomycetes) der Schweizer Zentralalpen. Thèse univ. Berne, 252 p. 35 pl.
- Seynes (de) J. 1863. *Essai d'une Flore mycologique de la Région de Montpellier et du Gard — Observations sur les Agaricinés suivies d'une énumération méthodique*. 153 p., 1 carte, 5 pl. col.. (Paris, J.B Baillièrre et Fils).
- Sieber T.N. 2007. Endophytic fungi in forest trees: are they mutualists ? *Fungal biology reviews* 21 (2-3):75-89.
- Simmel J., Bässler C. & Poschlod P. 2017. Ellenberg indicator values for macromycetes, a methodological approach and first applications. *Fungal ecology* 27:202-212.
- Stateoftheworldsfungi. 2019. <https://stateoftheworldsfungi.org/2018/>. Accès le 07/01/2020.
- Steidinger B.S., Crowther T.W., Liang J., Van Nuland M.E., Werner G.D., Reich P.B. & Hérault B. 2019. Climatic controls of decomposition drive the global biogeography of forest-tree symbioses. *Nature*, 569(7756) : 404-408.
- Stierle A., Strobel G. & Stierle D. 1993. Taxol and taxane production by *Taxomyces andreanae*, an Endophytic fungus of Pacific Yew. *Science*. 260(5105) : 214-216.
- Stokland J.N. & Meyke E. 2008. The saproxylic database: an emerging overview of the biological diversity in dead wood. *Revue d'écologie SUPIO* : 37-48.
- Straatsma G., Ayer F. & Egli S. 2001. Species richness, abundance, and phenology of fungal fruit bodies over 21 years in a Swiss forest plot. *Mycol. Res.* 105 (5) : 515-523 (May 2001) Printed in the United Kingdom.
- Strobel, G., Yang, X., Sears, J., Kramer, R., Sidhu, R. S., & Hess, W. M. (1996). Taxol from *Pestalotiopsis microspora*, an endophytic fungus of *Taxus wallachiana*. *Microbiology*, 142(2), 435-440.
- Sugny D. & Sellier Y. 2019. Étude de la fonge de 20 pelouses comtoises en lien avec celle des groupements végétaux. *Bull. Féd. mycol. Est* n° 18 (2019) pp. 16-71.
- Sugny D., Beirnaert P., Billot A., Caillet M. & Caillet M., Chevrolet J.P., Galliot L., Herbert R., Moyne G. 2013 — *Liste rouge des champignons supérieurs de Franche-Comté*. Publication commune Fédération mycologique de l'Est, Conservatoire botanique national de Franche-Comté — Observatoire régional des invertébrés et Société botanique de Franche-Comté. Lunéville, imprimerie Paradis, 114 p.

- Sugny D., Caillet M., Caillet M., Beirnaert P., Billot A., Cercley P., Chevolet J.P., Galliot L. & Moyne G. 2016. *Liste des champignons déterminants pour les ZNIEFF de Franche-Comté*. Publication Fédération Mycologique de l'Est, DREAL Franche-Comté et Conseil régional. 58 p.
- Sugny D. 2014. Les champignons, de remarquables indicateurs biologiques. *Bull. Soc. myc. Pays Montbéliard*. Bull. N°20. 20-29p.
- Sugny D. 2015. Utilisation de la fonge des pelouses comme bioindicateur et sauvegarde des pelouses à hygrocibes. *Bull. Féd. mycol. Est* n° 13 pp, 37-59 p.
- Sugny D. 2012. Étude des champignons des Rangs Peux Andicourt / Taillecourt (25). Montbéliard, France : Société Mycologique du Pays de Montbéliard.
- Taylor A.W. & Stamets P.E. 2014. *Implementing Fungal Cultivation in Biofiltration Systems—The Past, Present and Future of Mycofiltration*. In: Wilkinson KM, Haase DL, Pinto JR, technical coordinators. National Proceedings: Forest and Conservation Nursery Associations—2013. Fort Collins (CO): USDA Forest Service, Rocky Mountain Research Station. Proceedings RMRS-P-72. 23-28. Available at: http://www.fs.fed.us/rm/pubs/rmrs_p072.html
- Taylor D.L., Hollingsworth T.N., McFarland J.W., Lennon N.J., Nusbaum C. & Ruess R.W. 2014. A first comprehensive census of fungi in soil reveals both hyperdiversity and fine-scale niche partitioning. *Ecological Monographs* 84 (1):3-20.
- Taylor T.N., Hass H. & Kerp H. 1999. The oldest fossil ascomycetes. *Nature* 399 (6737) :648.
- Sasek V., Glaser J. A., & Baveye P. 2012. The utilization of bioremediation to reduce soil contamination: problems and solutions (Vol. 19). *Springer Science & Business Media*.
- Amigues S. 2010. *Theophrastus, recherches sur les plantes : à l'origine de la botanique*. Belin.
- Thibaudon M., Poilane S. & Dupuy N. 2013. Prélèvement et analyse des moisissures dans l'air. *Salles propres* 87. pp. 47-53.
- Tournefort (de) J. 1694. *Eléments de Botanique ou Méthode pour connaître les plantes*. 3 vol.. I : 562 p. ; II et III : 451 pl. (Paris, de l'Imprimerie royale).
- Tournefort (de) J. 1698. *Histoire des plantes, qui naissent aux environs de Paris, avec leur usage dans la médecine*. 543 p.. (Paris, de l'Imprimerie royale).
- Trappe J.M., Molina R. & Castellano M. 1984. Reactions of mycorrhizal fungi and mycorrhiza formation to pesticides. *Annual Review of Phytopathology* 22 (1): 331-359.
- Trueb L., Carron P.-N. & Saviuc P. 2013. Intoxication par les champignons. *Rev. Med. Suisse* ; 9 : 1465-72.
- UICN France 2011. *Guide pratique pour la réalisation de Listes rouges régionales des espèces menacées - Méthodologie de l'UICN & démarche d'élaboration*. Paris, France.
- Vaesken H. 2010. Contribution à l'inventaire mycologique d'une partie de la Forêt domaniale de Rihoult-Clairmarais (62, Pas-de-Calais, France) : les environs du Rostat et le Long-chêne. *Bull. Soc. Mycol. Nord Fr.* 87:12-32.
- Vaillant S. 1727. *Botanicon Parisiense, ou Dénombrement par ordre alphabétique des plantes, qui se trouvent aux environs de Paris, compris dans la carte de la Prévoité & de l'Election de la dite ville par le Sieur Danet Gendre année MDCCXXII. Avec plusieurs descriptions des plantes, leurs synonymes, le tems de fleurir & de grainer, et une critique des auteurs de botanique. Enrichi de plus de trois cents figures, dessinées par le Sieur Claude Aubriet, peintre du cabinet du Roy.* (i-xii), 205 p., pl. I-XXXIII). (Leide et Amsterdam, Verbeek et Lakeman).
- Van Asperen E.N., Kirby J.R. & Shaw H.E. 2019. *Relating dung fungal spore influx rates to animal density in a temperate environment: Implications for palaeoecological studies*. The Holocene:0959683619875804.
- Van der Aa H.A. & Vanev S. 2002. *A revision of the species described in Phyllosticta*. Ed. by Centraalbureau voor schimmelcultures. Utrecht, the Netherlands, 510 p.
- Van Haluwyn C. & Lerond M. 1993. *Guide des lichens*. Paris : Lechevalier. 334 p.
- Van Strien A.J., Boomsluiters M., Noordeloos M.E., Verweij R.J.T. & Kuyper T.W.. 2018. Woodland ectomycorrhizal fungi benefit from large-scale reduction in nitrogen deposition in the Netherlands. *Journal of Applied Ecology* 55 (1):290-298.
- Van Vooren N. 2008. Pourquoi étudier les champignons coprophiles ?, *Bull. mycol. bot. Dauphiné-Savoie*, 191, p. 5-10
- Vanky K. 1994. *European smut fungi*. Ed. Gustav Fischer, Stuttgart, 571 p.
- Vesterholt J., Boertmann D. & Tranberg H. 1999. 1998 et usædvanlig godt år for overdrevssvampe. *Svampe*, 40,p. 36-44.
- Viennot-Bourgin G. 1956. *Mildious, Oïdiums, Caries, Charbons, Rouilles des Plantes de France*. Ed. Lechevalier, Paris. Tome I : texte, 317 p. Tome II : atlas, 89 planches.

- Villars D. 1786-1789. *Histoire des plantes de Dauphiné, contenant une Préface historique ; un Dictionnaire des termes de botanique ; les Classes, les Familles, les Genres, & les Herborisations des environs de Grenoble, de la Grande Chartreuse, de Briançon, de Gap & de Montelimar*. 3 volumes. I (1786) : (i-lxxx), 467 p., pl. ; II (1787) : (i-xxiv), 690 p., pl. 1-15 ; III (1789) : 1091 p., pl. 16-55. (À Grenoble, chez l'Auteur et chez les libraires ; à Lyon, chez les frères Perisse, & chez Piestre & de la Molière ; à Paris, chez Prevost).
- Voiry H. & Gosselin F. 2012. Protocole d'inventaires mycologiques en réserves forestières — Retour d'expérience du réseau Mycologie de l'ONF dans les Réserves biologiques. *Rendez-Vous Techniques ONF* 35 : 68-73. Editions ONF.
- Voiry H. & Courtecuisse R. 2012. Cinq ans d'inventaires mycologiques en forêt de Martinique et de Guadeloupe — Premiers résultats - *Rendez-Vous Techniques ONF* 36-37 : 57-63. Editions ONF.
- Voiry H., O. Rose & Gosselin F. 2015. Protocole d'inventaire mycologiques en réserves forestières — retour d'expérience du réseau mycologique de l'ONF dans les Réserves Biologiques. *Rendez-vous Techniques ONF* 48-49 : 23-33.
- Whittaker R.H. 1959. On the broad classification of organisms. *The Quarterly review of biology* 34 (3):210-226.
- Wohlleben P. 2017. *La Vie secrète des arbres*. Les arènes. 344 p.

Remerciements

Ce cahier technique est une œuvre collective issu des idées, des travaux et de l'expertise de nombreux mycologues, gestionnaires ou scientifiques, merci à tous ces passionnés d'avoir donné de leur temps, de leur énergie par la transmission de publications, leurs conseils, leurs relectures, leurs photos à ce document : Dimitri Barco, Brigitte Capoen, Pascal Chautrand, Régis Courtecuisse, Anne Douard, Guillaume Eyssartier, Georges Fannechere, Valérie Fiers, Eduardo Furrázola Gomez, Patrick Gatignol, Michel Granger, Michel Hairaud, Vincent Lagardère, Christian Lechat, Jean-Louis Lefèvre, Limousin Nature Environnement, Laetitia Marey, Andgelo Monbert, Vincent Montagne, Pierre-Arthur Moreau, Jean-Caude Négret, Pierre Plat, Joseph Simmel, Séverine Stauth, Patrice Tanchaud, Marion Van Der Vegte, Wildlife Health Ghent Ugent. Nous tenions à les remercier aussi sincèrement d'œuvrer au quotidien pour une meilleure prise en compte de la fonge.

Le développement de l'outil de bioévaluation mycologique saproxylique (chapitre 6) a bénéficié du concours de plusieurs personnes au-delà des auteurs affichés. Merci à Hubert Voiry et Régis Courtecuisse pour leurs contributions respectives sur le renseignements des traits de vie des champignons, à Claire Carbonnel, Mathilde Rivère et Jonathan Caruthers-Jones pour leur stage au Conservatoire botanique national des Pyrénées et de Midi-Pyrénées sur cette thématique. Que se voient également remerciés ici l'Union européenne et la Région Occitanie, qui ont soutenu le projet « Amélioration des connaissances : inventaire et caractérisation des noyaux de vieilles forêts de plaine. Pour une continuité de la trame forestière entre Pyrénées et Massif central » (chef de file Conservatoire d'espaces naturels de Midi-Pyrénées) avec le Fonds européen de développement régional dans le cadre du Programme opérationnel FEDER Midi-Pyrénées Garonne 2014-2020.

Enfin, merci à RNF et à GEREPI d'avoir cru en la création de l'atelier CRYPTOFLORÉ, de participer de multiple manière à la prise en compte de la fonge dans les politiques environnementales et d'avoir financé ce travail qui semblait au départ irréalisable.



Annexes

Annexe 1 : Liste des espèces de champignons exotiques en France (Desprez-Loustau et coll. 2010)	214
Annexe 2 : Fiches de présentation des espèces françaises de champignons en liste rouge mondiale (Document mis à jour le 03/04/2019) http://iucn.ekoo.se/iucn/species_list/	216
Annexe 3 : Liste des espèces de champignons présents sur la proposition de liste rouge des milieux tourbeux d'Europe occidentale (Moreau 2002). Mise à jour tTaxref 10 avec lors de changements, entre parenthèses, les taxons originaux cités dans la publication.	220
Annexe 4 : Liste des espèces de champignons proposées à la convention de Berne en 2001 (Koune 2001)	223
Annexe 5 : Coordonnées des associations mycologiques françaises (mise à jour au 03-2019)	224
Annexe 6 : Liste des espèces de champignons bio-indicateurs (Sellier, Sugny, & Corriol 2015)	236
Annexe 7 : Fiche de détermination type pour les Basidiomycètes	243
Annexe 8 : Fiche de détermination type pour les Ascomycètes	245
Annexe 9 : Étiquette pour l'identification et le stockage d'exsiccata	246
Annexe 10 : Étiquette de terrain pour la collecte d'échantillons individualisés à déterminer	247
Annexe 11 : Publications dépouillées dans le cadre de l'outil CBNPMP sur la naturalité forestière	248
Annexe 12 : Fiche type de relevé de terrain	250
Annexe 13 : Fiche de relevé de protocole CHEGD	252
Annexe 14 : Résultats pour différents sites CHEGD de référence en Europe	254
Annexe 15 : Outil d'aide à l'identification des hygrocibes et espèces à confusion possible pour le diagnostic terrain	255
Annexe 16 : Fiche de présentation des mousses accompagnant régulièrement les champignons CHEGD	256
Annexe 17 : Plan de rapport mycologique type	257
Annexe 18 : Ressources numériques mises à disposition	259

Annexe 1 :

Liste des espèces de champignons exotiques en France (Desprez-Loustau et coll. 2010)

- Alternaria gaisen* Nagano
Amanita asteropus Sabo ex Romagnesi
Amanita inopinata D.A. Reid & Bas
Amanita singeri Bas
Antrrodia variiformis (Peck) Donk
Apiognomonina veneta (Sacc. & Speg.) Höhn.
Ascochyta dianthi (Alb. & Schwein.) Berk.
Ascochyta syringae Bres.
Astrosphaeriella trochus (Penz. & Sacc.) D. Hawksw.
Athelia rolfsii (Curzi) C.C. Tu & Kimbr.
Batrachochytrium dendrobatidis Longcore Pessier & D.K. Nichols
Blumeriella jaapii (Rehm) Arx
Bolbitius coprophilus (Peck) Hongo
Bolbitius incarnatus Hongo
Botryotinia squamosa Vienn.-Bourg.
Calocera pallidospatulata D.A. Reid
Calonectria kyotensis Terash.
Ceratocystis paradoxa (Dade) C. Moreau
Ceratocystis platani (J.M. Walter) Engelbr. & T.C. Harr.
Cerebella andropogonis Ces.
Chlorophyllum molybdites (Meyer : Fr.) Massee
Ciboria americana E.J. Durand
Ciborinia camelliae L.M. Kohn
Clathrus archeri (Berk.) Dring
Cochliobolus heterostrophus (Drechsler) Drechsler ; race T
Colletotrichum acutatum J.H. Simmonds
Colletotrichum lindemuthianum (Sacc. & Magnus) Briosi & Cava
Collybia luxurians Peck
Conocybe intrusa (Peck) Singer
Coprinus kimurae Hongo & Aoki
Cordyceps tuberculata (Lebert) Maire
Cronartium ribicola A. Dietr.
Cryphonectria parasitica (Murrill) M.E. Barr
Cryptostroma corticale (Ellis & Everh.) P.H. Greg. & S. Waller
Cumminsia mirabilissima (Peck) Nannf.
Cunninghammyces umbonatus (G. Cunn.) Stalpers
Cylindrobasidium eucalypti (Dueñas & Telleria) Telleria
Cylindrocladium buxicola Henricot
Cystolepiota cystidiosa (A.H. Smith) M. Bon
Cystolepiota luteicystidiata (D.A. Reid) M. Bon
Dendrothele nivosa (Berk. & Curt.) Lemke
Descolea tenuipes var. *rheophylla* (Malençon & Bertault) Neville & Poumarat
Diaporthe citri F.A. Wolf
Diaporthe helianthi Munt.-Cvetk. MihaljD. & M. Petrov
Didymascella thujina (E.J. Durand) Maire
Didymella ligulicola (K.F. Baker, Dimock & L.H. Davis) Arx
Didymella lycopersici Kleb.
Drepanopeziza punctiformis Gremmen
Entoleuca mammata (Wahlenb.) J.D. Rogers & Y.M. Ju
Entyloma dahliae Syd. & P. Syd.
Erysiphe alphitoides (Griffon & Maublanc) U. Braun & S. Takam.
Erysiphe australiana (McAlpine) U. Braun & S. Takam.
Erysiphe begoniicola U. Braun & S. Takam.
Erysiphe deutziae (Bunkina) U. Braun & S. Takam.
Erysiphe elevata (Burrill) U. Braun & S. Takam.
Erysiphe euonymi-japonici (Vienn.-Bourg.) U. Braun & S. Takam.
Erysiphe flexuosa (Peck) U. Braun & S. Takam.
Erysiphe necator Schwein.
Erysiphe platani Howe
Erysiphe syringae Schwein.
Erysiphe vanbruntiana var. *sambuci-racemosae* (U. Braun) U. Braun & S. Takam.
Exobasidium vaccinii var. *japonicum* (Shirai) McNabb
Frommeëlla mexicana var. *indica* (Mains) J.W. McCain & J.F. Hennen
Fusarium oxysporum f. sp. *radicis-lycopersici* W. R. Jarvis & Shoemaker
Ganoderma tsugae Murrill
Geastrum morgani Lloyd
Geopora sumneriana (Cooke) M. Torre
Gibberella circinata Nirenberg & O'Donnell
Glomerella cingulata (Stoneman) Spauld. & H. Schrenk
Gnomonia leptostyla (Fr.) Ces. & De Not.
Graphiola phoenicis (Moug.) Poit.
Guignardia aesculi (Peck) V.B. Stewart
Guignardia bidwellii (Ellis) Viala & Ravaz
Gymnopilus hispidellus Murrill
Gymnopilus humicola Harding ex Singer
Hydnangium carneum Wallroth
Inonotus rickii (Patouillard) D.A. Reid
Irpex brownei (Humbolt) Kotiranta & Saarenoksa
Kabatiella caulivora (Kirchn.) Karak. (1923)
Kabatiella zeae Narita & Y. Hirats.
Kabatina thujae R. Schneid. & Arx
Khuskia oryzae H.J. Huds.
Kochmania oxalidis (Ellis & Tracy) Piątek
Laccaria lateritia Malençon
Laccocephalum hartmannii (Cooke) Nuñez & Ryvarden
Lactocollybia cycadicola (Josserand) Singer
Lactocollybia variicystis D.A. Reid & Eicker
Lentinula edodes (Berk.) Pegler
Lepiota elaiophylla Vellinga & Huijser
Lepiota micropholis (Berk. & Br.) Saccardo
Lepiota rhyarophora (Berk. & Br.) Saccardo
Lepiota rubella Bresadola
Leptocorticium utribasidium (Boidin & G. Gilles) K.K. Nakasone
Leptosphaeria lindquistii Fressi
Leptosphaerulina trifolii (Rostovzev) Petr.
Leucoagaricus bresadolae (Schulzer von Muggenburg) M. Bon
Leucoagaricus brunnescens (Peck) M. Bon
Leucoagaricus caldariorum (D.A. Reid) M. Bon
Leucoagaricus cupresseus (Burlingham) Boisselet & Guinberteau
Leucoagaricus marginatus (Burlingham) Boisselet
Leucoagaricus rubroinctus (Peck à Peck) Singer
Leucocoprinus aureofloccosus (P. Hennings) Moser ex M. Bon

Leucocoprinus birnbaumii (Corda) Singer
Leucocoprinus cepistipes (Sow. : Fr.) Patouillard
Leucocoprinus cretatus Locquin ex Lanzoni
Leucocoprinus heinemannii Migliozi
Leucocoprinus ianthinus (Cooke) Locquin
Leucocoprinus straminellus (Baglietto) Narducci & Caroti
Leucocoprinus straminellus var. *albus* (Josserand) Migliozi & Rava
Leucocoprinus tenellus (Boudier) Cléménçon [illeg.]
Lycoperdon umbrinoides Dissing & M. Lange
Lysurus cruciatus (Leprieur & Montagne) Lloyd
Lysurus mokusin (L. : Pers.) Fr.
Macrophomina phaseolina (Tassi) Goid.
Magnaporthe grisea (T.T. Hebert) M.E. Barr
Magnaporthe salvinii (Catt.) R.A. Krause & R.K. Webster
Marasmiellus virgatocutis Robich, Esteve-Raventos & Moreno
Melampsora medusae Thüm.
Melanotus eccentricus (Murrill) Singer
Monilinia fruticola (G. Winter) Honey
Mutinus elegans (Montagne) E. Fischer
Mutinus ravenellii (Berk. & Curt.) E. Fischer
Mycena alphitophora (Berk.) Saccardo
Mycena chlorinosma Singer
Mycosphaerella dearnessii M.E. Barr
Mycosphaerella linicola Naumov
Mycosphaerella pini Rostr.
Mycovellosiella concors (Casp.) Deighton
Mycovellosiella fulva (Cooke) Arx
Myrothecium roridum Tode
Nectria auriger Berk. & Ravenel
Nematospora coryli Peglion
Neofabraea perennans Kienholz
Oidium hortensiae Jørst.
Oidium neolycopersici L. Kiss
Ophiostoma novo-ulmi Brasier
Ophiostoma ulmi (Buisman) Nannf.
Panaeolus antillarum (Fr. : Fr.) Dennis
Perenniporia ochroleuca (Berk.) Ryvarden
Pestalotiopsis guepinii (Desm.) Steyaert
Phaeocryptopus gaeumannii (T. Rohde) Petr.
Phallus indusiatus Ventenat : Pers.
Phloeospora robiniae (Lib.) Höhn.
Phoma exigua var. *foveata* (Foister) Boerema
Phoma tracheiphila (Petri) L.A. Kantsch. & Gikaschvili
Phomopsis juniperivora G. Hahn
Phomopsis limonii Vegh
Phyllachora pomigena (Schwein.) Sacc.
Physoderma alfalfae (Pat. & Lagerh.) Karling
Pleurotus citrinopileatus Singer
Pleurotus opuntiae (Durieu & Léveillé) Saccardo
Pluteus variabilicolor Babos
Podosphaera mors-uvae (Schwein.) U. Braun & S. Takam.
Psilocybe cyanescens Wakefield
Psilocybe mexicana Heim
Puccinia antirrhini Dietel & Holw.
Puccinia chrysanthemi Roze
Puccinia distincta McAlpine
Puccinia helianthi Schwein.
Puccinia horiana Henn.
Puccinia lagenophorae Cooke
Puccinia malvacearum Bertero ex Mont.
Puccinia oxalidis Dietel & Ellis
Puccinia pelargonii-zonalis Doidge
Puccinia sorghi Schwein.
Puccinia tasmanica Dietel
Pycnoporellus fulgens (Fr.) Donk
Pycnostysanus azaleae (Peck) E.W. Mason
Ramaria murrillii (Coker) Corner
Ramularia collo-cygni B. Sutton & J.M. Waller
Rhabdocline pseudotsugae Syd.
Rhizopogon villosulus Zeller
Rhizopogon vinicolor A.H. Smith
Sclerotium hydrophilum Sacc.
Seiridium cardinale (W.W. Wagener) B. Sutton & I.A.S. Gibson
Septotis podophyllina (Ellis & Everh.) B. Sutton
Sphaceloma murrayae Jenkins & Grodz.
Sphacelotheca reiliana (J.G. Kühn) G.P. Clinton
Sphaeropsis sapinea (Fr.) Dyko & B. Sutton
Sporophagomyces chrysostomus (Berk. & Broome) K. Pöldmaa & Samuels
Stropharia aurantiaca (Cooke) Imai
Stropharia rugosoannulata f. *lutea* Hongo
Stropharia rugosoannulata Farlow
Synchytrium endobioticum (Schilb.) Percival
Tilletia controversa J.G. Kühn
Urocystis agropyri (Preuss) A.A. Fisch. Waldh.
Urocystis cepulae Frost
Uromyces appendiculatus F. Strauss
Uromyces transversalis (Thüm.) G. Winter
Ustilago maydis (DC.) Corda
Volvariella volvacea (Bull. : Fr.) Singer

Annexe 2 :

Fiches de présentation des espèces françaises de champignons en liste rouge mondiale (Document mis à jour le 03/04/2019)
http://iucn.ekoo.se/iucn/species_list/

Proposées :

Amanita singeri Bas
Armillaria tabescens (Scop.) Emel
Bankera fuligineoalba (J.C. Schmidt) Coker & Beers ex Pouzar
Beenakia fricta Maas Geest.
Blumeria graminis (DC.) Speer
Boletus torosus var. *torosus* Fr.
Bovista acuminata (Bosc) Kreisel
Coltricia montagnei (Fr.) Murrill
Colus hirudinosus Cavalier & Séchier
Craterellus cornucopioides (L.) Pers.
Cystoderma superbum Huijsman
Entoloma parasiticum (Quél.) Kreisel
Fistulina hepatica (Schaeff.) With.
Flammulina fennae Bas
Floccularia rickenii (Bohus) Wasser ex Bon
Fomitopsis iberica Melo & Ryvarden
Gomphus clavatus (Pers.) Gray
Hapalopilus nidulans (Fr.) P. Karst.
Hydropus atramentosus (Kalchbr.) Kotl. & Pouzar
Hymenochaete cruenta (Pers.) Donk
Lactarius pseudoscrobiculatus Basso, Neville & Poumarat
Mycena concolor (J.E. Lange) Kühner
Myriostoma coliforme (Dicks.) Corda
Pluteus aurantiorugosus (Trog) Sacc.
Porpoloma spinulosum (Kühner & Romagn.) Singer
Puccinia scorzonerae (Schumach.) Jacky
Ramaria broomei (Cotton & Wakef.) R.H. Petersen
Strobilomyces strobilaceus (Scop.) Berk.

En cours d'instruction :

Amanita torrendii Justo
Aurantiporus alborubescens (Bourdot & Galzin) H. Jahn
Bacidia incompta var. *incompta* (Borrer ex Hook.) Anzi
Balsamia platyspora Berk.
Barrmaelia oxyacanthae (Mont.) Rappaz
Battarrea phalloides (Dicks.) Pers.
Boletus rhodopurpureus Smotl.
Cantharellus melanoxeros Desm.
Cantharocybe gruberi (A.H. Sm.) H.E. Bigelow & A.H. Sm.
Chamaemyces fracidus (Fr.) Donk
Cortinarius xanthosuavis Bon & Trescol
Cryptomyces maximus (Fr.) Rehm
Elaphomyces aculeatus Vittad.
Elaphomyces anthracinus Vittad.
Elaphomyces granulatus Fr.
Elaphomyces muricatus Fr.
Geoglossum glabrum Pers.
Hericium alpestre Pers.
Hericium coralloides (Scop.) Pers.
Hyalopsora adianti-capilli-veneris (DC.) Syd.
Hydnotrya tulasnei (Berk.) Berk. & Broome
Leucopaxillus tricolor (Peck) Kühner

Psathyrella ammophila (Durieu & Lév.) P.D. Orton
Rugosomyces chrysenteron (Bull.) Bon
Rugosomyces ionides (Bull.) Bon
Skeletocutis odora (Sacc.) Ginns
Stropharia halophila Pacioni
Suillus plorans (Rolland) Kuntze
Suillus sibiricus (Singer) Singer
Terfezia arenaria (Moris) Trappe
Urnula craterium (Schwein.) Fr.
Wadeana dendrographa (Nyl.) Coppins & P. James

Evaluation préliminaire :

Arrhenia discorosea (Pilát) E.A. Zvyagina, A.V. Alexandrova, T.M. Bulyonkova – **EN** A3c + B2ab(iii) + C2a(i)
Baeospora myriadophylla (Peck) Singer – **VU** C2a(i)
Boletopsis grisea (Peck) Bondartsev & Singer – **NT** A2c+3c+4c
Boletus dupainii Boud. – **NT** A2c+3c+4c + C2a(i)
Boletus rhodoxanthus (Krombh.) Kallenb. – **NT** A3c + B2ab(iii) + C2a(i)
Bovista paludosa Lév. – **VU** A2c+3c+4c
Catathelasma imperiale (Quél.) Singer – **NT** A2c + B1ab(iii) + C2a(i)
Clavaria zollingeri Lév. – **VU** A2c+3c+4c
Clitopilus tillii (Krisai & Noordel.) Noordel. & Co-David – **DD**
Cortinarius atrovirens Kalchbr. – **NT** A2c+3c+4c + C2a(i)
Cortinarius dalecarlicus Brandrud – **VU** C2a(i)
Cortinarius eucaeruleus Rob. Henry – **NT** A2c+3c+4c
Cortinarius haasii var. *haasii* (M.M. Moser) M.M. Moser – **VU** C2a(i)
Cortinarius ionochlorus Maire – **NT** A2c + A3c + A4c + C2a(i)
Cortinarius meinhardii Bon – **NT** A2c+3c+4c
Cortinarius murellensis Cors. Gut., Ballarà, Cadiñanos, Palazón & Mahiques – **VU**
Cortinarius odoratus (M.M. Moser) M.M. Moser – **NT** A2c+3c+4c
Cortinarius prasinocyaneus Rob. Henry – **EN** C2a(i)
Cortinarius splendificus Chevassut & Rob. Henry – **NT**
Cortinarius suaveolens Bataille & Joachim – **VU** C2a(i)
Cotylidia carpatica (Pilát) Huijsman – **DD**
Entoloma bloxamii (Berk. & Broome) Sacc. – **VU** A2c+3c+4c
Entoloma excentricum Bres. – **NT** A2c+3c+4c
Entoloma griseocyaneum (Fr.) P. Kumm. – **VU** A2c+3c+4c
Entoloma henricii E. Horak & Aeberh. – **VU** C2a(i)
Entoloma porphyrophaeum (Fr.) P. Karst. – **VU** A2c+3c+4c
Entoloma prunuloides (Fr.) Quél. – **VU** A2c+3c+4c
Flammulina ononidis Arnolds – **EN** C1
Flaviporus citrinellus (Niemelä & Ryvarden) Ginns – **VU** A3c + B2ab(iii) + C2a(i)
Gastrosporium simplex Mattir. – **DD**
Geoglossum atropurpureum (Batsch) Pers. – **VU** A2c+3c+4c
Geoglossum difforme Fr. – **VU** A2c+3c+4c
Grifola frondosa (Dicks.) Gray – **NT** A2c+3c+4c
Haasiella venustissima (Fr.) Kotl. & Pouzar – **EN** A2c+3c+4c
Hapalopilus croceus (Pers.) Donk – **DD**
Hohenbuehelia bonii A.M. Ainsw. – **EN** C2a(i)
Hohenbuehelia culmicola Bon – **EN** C2a(i)
Hygrocybe aurantiosplendens R. Haller Aar. – **VU** A4c + B2ab
Hygrocybe calyptriformis var. *calyptriformis* (Berk.) Fayod –

VU A2c + A3c + A4c

Hygrocybe coccineocrenata (P.D. Orton) M.M. Moser – VU A2c+3c+4c

Hygrocybe colemanniana (A. Bloxam) P.D. Orton & Watling – VU A2c+3c+4c

Hygrocybe lacmus (Schumach.) P.D. Orton & Watling – VU A2c+3c+4c + C1

Hygrocybe nitrata (Pers.) Wünsche – VU A2c+3c+4c

Hygrocybe ovina (Bull.) Kühner – VU A2c+3c+4c

Hygrocybe punicea (Fr.) P. Kumm. – VU A2c+3c+4c

Hygrocybe reidii Kühner – DD

Hygrocybe spadicea (Fr.) P. Karst. – EN A4c

Hygrocybe splendidissima (P.D. Orton) M.M. Moser – VU A2c+3c+4c

Hygrocybe subpapillata Kühner – VU A2c+3c+4c

Hygrophorus calophyllus P. Karst. – EN A2c+3c+4c + C1

Hygrophorus marzuolus (Fr.) Bres. – VU C1

Lepiota brunneolilacea Bon & Boiffard – EN B2

Lyophyllum favrei (R. Haller Aar. & R. Haller Suhr) R. Haller Aar. & R. Haller Suhr – EN C2a(i)

Neolentiporus squamosellus (Bernicchia & Ryvarden) Bernicchia & Ryvarden – VU D

Otidea platyspora Nannf. – EN C2a(i)

Perenniporia medulla-panis (Jacq.) Donk - DD

Phylloporus pelletieri (Lév.) Quél. – NT A2c+3c+4c

Pluteus fenizii (Schulzer) Corriol & P.-A. Moreau – EN D

Podocypha multizonata (Berk. & Broome) Pat. – VU C2a(i)

Polyporus rhizophilus Pat. – VU A3c + B2ab(iii) + C2a(i)

Poronia punctata (L.) Fr. – VU B2b(iii) + c(iii)

Pseudoplectania vogesiaca Seaver – EN A2c + B2ab(ii)(iii) + C2a(i)

Pseudorhizina korshinskii Jacz. – NT A2c + A3 + C2a(i)

Ramaria roellinii Schild – ???

Resinoporia piceata (K. Runnel, Spirin & Vlasák) Audet – EN C2a(i)

Rhodotus palmatus (Bull.) Maire – NT A3c

Rubinoboletus rubinus (W.G. Sm.) Pilát & Dermek – EN C2a(i)

Sarcodon fuligineoviolaceus (Kalchbr.) Pat. – NT A2c

Sarcodon joeides (Pass.) Bataille – VU A2c + C1+2a(i)

Sarcodon leucopus (Pers.) Maas Geest. & Nannf. – VU A2c + A3c + A4c

Sarcodontia crocea (Schwein.) Kotl. – VU A2c+3c+4c

Squamanita schreieri Imbach – EN B2a+b(ii)+b(iii)

Suillus flavidus (Fr.) J. Presl – LC

Trichoglossum walteri (Berk.) E.J. Durand – VU A2c+3c+4c

Tricholoma joachimii Bon & A. Riva – NT A2c+A3c+A4c + C1+C2a(i)

Xerula caussiei Maire – EN A3c + B2ab(iii) + C2a(i)

Dianema inconspicuum Poulain, Mar. Mey. & Bozonnet

Entoloma galericolor Courtec.

Floccularia luteovirens (Alb. & Schwein.) Pouzar

Floccularia luteovirens f. *luteovirens* (Alb. & Schwein.) Pouzar

Gomphus crassipes (L.M. Dufour) Maire

Hohenbuehelia longipes (Boud.) M.M. Moser

Lamproderma disseminatum Kowalski

Leucopaxillus lepistoides var. *lepistoides* (Maire) Singer

Nemania gwyneddii (Whalley, R.L. Edwards & S.M. Francis) Pouzar

Pholiota henningsii (Bres.) P.D. Orton

Polyporus corylinus Mauri

Psathyrella sphagnicola (Maire) J. Favre

Évaluée :

Gliophorus reginae Dentinger, A.M. Ainsw. & P.F. Cannon – VU A2c+3c+4c

Attention requise :

Barbeyella minutissima Meyl.

Boletus regius Krombh.

Diacheopsis kowalskii Mar. Mey. & Poulain

Diacheopsis metallica Meyl.

Espèces publiées et présentes sur le territoire français métropolitain :

Armillaire des tourbières *Armillaria ectypa* (Fr.) Lamoure – NT

http://iucn.ekoo.se/iucn/species_view/326450

Armillaria ectypa est une espèce présente en Europe et en Sibérie, principalement dans des tourbières, mais également dans d'autres zones humides caractérisées par un faible taux d'azote et un micro-habitat riche en bases. C'est une espèce saprotrophe associée à des communautés de plantes constituées de *Sphagnum* sp., *Carex* sp., *Drosera* sp., *Rhynchospora* sp., *Scheuchzeria palustris*. Ce champignon est très sensible à la modification des conditions hydriques de son milieu, comme l'extraction de tourbe, le drainage, la plantation d'arbres, l'eutrophisation de l'eau ou l'émission de produits toxiques. De telles modifications de son habitat ou de l'environnement proche, même minimes, peuvent entraîner la disparition de l'espèce. *Armillaria ectypa* est en déclin continu en Europe ces 50 dernières années suite à la destruction et à la dégradation de son habitat. Le maintien d'un fonctionnement hydrique et d'une qualité d'eau appropriée est la clé de la conservation de l'espèce.

Cortinaire citrin-olivâtre *Cortinarius citrino-olivaceus* M.M. Moser – VU (C2a (i))

http://iucn.ekoo.se/iucn/species_view/295832

Cortinarius citrino-olivaceus est une espèce mycorrhizienne dont l'aire de répartition est limitée, disjointe et fragmentée en Europe. La majorité de la population connue est associée aux forêts matures de Sapin (*Abies alba*), parfois en mélange avec l'épicéa commun (*Picea abies*), sur sol calcaire dans les Alpes (France, Italie, Autriche). Quelques stations sont également présentes dans des forêts de Pin sylvestre (*Pinus sylvestris*) dans les Pyrénées (Espagne) et au sud-est de la Suède (Gotland). La disparition de l'espèce en Europe est due au déclin persistant des forêts matures, de leur fragmentation et de leur dégradation dues aux techniques de sylviculture moderne et notamment aux coupes rases. Cette perte d'habitat est également liée au développement des sports d'hiver en montagne, avec la création de pistes de ski et d'infrastructures touristiques. Le réchauffement climatique peut également avoir une influence négative sur l'habitat et les espèces associées. La mise en réserve des secteurs présentant les enjeux les plus importants (espèces rares, protégées ou sur liste rouge) et la mise en place d'une gestion extensive préservant les conditions du milieu, dont les champignons mycorrhiziens, sont indispensables à la préservation de ces milieux.

Cortinaire roux-cuivré *Cortinarius cupreorufus* Brandrud – NT (A2c+3c+4c)

http://iucn.ekoo.se/iucn/species_view/415633

Cortinarius cupreorufus est une espèce mycorrhizienne associée aux forêts de conifères à épicéa commun (*Picea abies*) et Sapin (*Abies alba*), sur sol calcaire recouvert d'un épais tapis de mousse sur des sols humides, parfois immergés temporairement. Il est essentiellement présent en Scandinavie, mais également en Europe centrale, en

Russie et à l'ouest de l'Amérique du Nord. Les populations de *Cortinarius cupreorufus* souffrent du déclin persistant et de la fragmentation de son habitat dus aux techniques de la sylviculture moderne, à la surexploitation et aux éclaircies trop intenses, dont les coupes rases. Cette espèce a du mal à recoloniser les forêts de production dont la période d'intervention est inférieure à 80-100 ans. Une gestion induisant un niveau modéré de perturbation, tel que des feux de forêt ou du pâturage extensif, est favorable à la conservation de l'habitat dans un état semi-ouvert. La création de réserves naturelles préservant les espèces rares et menacées est essentielle à la prévention de la dégradation des habitats et à leur maintien dans un bon état de conservation.

Hydnellum compact *Hydnellum compactum* (Pers.) P. Karst – VU (A2ace ; C2a(i))

http://iucn.ekoo.se/iucn/species_view/100807

Hydnellum compactum est un champignon ectomycorhizien associé au Chêne sessile (*Quercus petraea*), au Hêtre (*Fagus sylvatica*) et parfois au Châtaignier (*Castanea sativa*) dans de vieilles forêts thermophiles d'Europe (Allemagne, Autriche, Belgique, Croatie, Espagne, France, Italie, Norvège, Pays-Bas, Pologne, Slovaquie et Suède). Sa population est très petite et en fait une espèce relictuelle de vieilles forêts avec une bonne continuité écologique dans des sites d'importance majeure pour la biodiversité. Peu d'individus matures ont été découverts, la plupart des observations correspondant à un peu de mycélium certainement très âgé. Cette espèce est considérée comme éteinte ou en déclin dans de nombreux pays. *Hydnellum compactum* est menacé par la disparition de son habitat, par l'abattage qui détruit et transforme le sol et par le remplacement de son habitat par des plantations monospécifiques. Il semble préférer les mosaïques de forêts ensoleillées comportant de vieux arbres. La seconde menace est que ces sites sont dorénavant abandonnés et que la gestion ancestrale par pâturage extensif et coupe sélective n'est plus pratiquée, impliquant une transition vers des habitats plus denses et plus sombres moins favorables à cette espèce. Seules la protection des sites et la mise en place d'une gestion adaptée peuvent permettre la sauvegarde de ce champignon.

Hydnellum admirable *Hydnellum mirabile* (Fr.) P. Karst – VU (A2c+3c+4c)

http://iucn.ekoo.se/iucn/species_view/100892

Hydnellum mirabile est un champignon voyant et très recherché qui forme des mycorhizes principalement avec l'épicéa commun (*Picea abies*), mais parfois avec différentes espèces de pins dans de vieilles forêts de conifères sur des sols calcaires à strate herbacée riche. C'est un excellent indicateur des rémanents des anciennes forêts d'épicéas en bon état de conservation et ayant une bonne connectivité écologique. La niche de l'espèce est très étroite et ses stations sont désormais rares et confinées à des sites très riches en biodiversité à forte valeur patrimoniale accueillant également d'autres espèces rares de champignons. *Hydnellum mirabile* est essentiellement

présent en Fennoscandinavie (Norvège, Suède, Finlande, Russie) et dans les Alpes et les Carpates (Autriche, France, Italie et Slovaquie) dans l'aire de répartition de l'épicéa où il est en fort déclin et inscrit sur toutes les listes rouges nationales. Son habitat repose sur des sols productifs à forte valeur économique qui sont menacés par la sylviculture moderne et les coupes rases qui sont la première cause du déclin de l'espèce. Cette espèce ne semble pas capable de recoloniser le milieu après gestion et il y a un besoin urgent de protéger ses dernières stations au sein de réserves naturelles dans toute son aire de répartition.

Hygrocybe à tête citrine *Hygrocybe citrinovirens* (J.E. Lange) Jul. Schäff. – VU (A2c+3c+4c)

http://iucn.ekoo.se/iucn/species_view/438463

et

Hygrocybe à odeur désagréable *Hygrocybe ingrata* J.P. Jensen & F.H. Møller – VU (A2c+3c+4c)

http://iucn.ekoo.se/iucn/species_view/287109

Hygrocybe citrinovirens et *Hygrocybe ingrata* sont deux espèces inféodées aux prairies oligotrophes seminaturelles sur des sols calcaires ou siliceux gérées par pâturage (très) extensif ou par fauche. Cet habitat et la gestion qui y est pratiquée permettent le développement d'une communauté fongique composée d'une grande diversité d'espèces (hygrocybes, entolomes, clavarioides, géoglosses et autres), toutes dépendantes d'une végétation basse et ayant une tolérance limitée au phosphore, au nitrate et à d'autres nutriments. Ce sont d'excellents indicateurs de la richesse spécifique des prairies gérées traditionnellement sans apport de fertilisants ou de pesticides depuis une longue période. Ce sont de grands champignons, très visibles et faciles à reconnaître. Ces espèces ont connu un fort déclin en Europe au cours de ces 50 dernières années, en majeure partie à cause de la modification des pratiques agricoles (fertilisation des sols, ajout de phosphore, utilisation de produits phytosanitaires) et de l'abandon des parcelles qui entraîne un changement de la couverture végétale. Ces modifications ont entraîné la disparition et la dégradation des habitats, dont plus de 75 % sont actuellement dans un état de conservation défavorable en Europe. La protection des sites et la mise en place d'une gestion adaptée sont indispensables à leur conservation.

Tricholome âpre *Tricholoma acerbum* (Bull.) Vent. – VU (A2c+3c+4c)

http://iucn.ekoo.se/iucn/species_view/193656

Tricholoma acerbum est un mycorhizien associé aux vieilles forêts tempérées de chêne (*Quercus robur*, *Q. pubescens*, *Q. ilex*) et de châtaigniers sur sol calcaire qui peut également être présent dans des chênaies-charmaies, chênaies-tillaies ou chênaies-hêtraies suivant les pays. Il est présent dans la majorité des pays d'Europe (dans la plupart desquels, il est inscrit sur liste rouge), au Maroc, aux îles Canaries, en Russie et dans quelques pays d'Asie (Japon, Chine, Corée). Son habitat principal, les forêts tempérées de chênes, est fortement appauvri, décimé et fragmenté en Europe où il ne reste plus que 2 % des forêts originelles. Le déclin de plus de 30 % de cet habitat en 50 ans est dû au changement de

l'occupation du sol par déforestation, à l'urbanisation, aux maladies, aux pratiques de la sylviculture moderne qui le remplacent par des plantations de pins, et à la perte des pratiques ancestrales de gestion des milieux forestiers par pâturage. La conservation des dernières vieilles forêts de chênes dans des réserves naturelles et la mise en place de modes de gestion favorisant des conditions semi-ouvertes sont nécessaires à la préservation de l'espèce.

Tricholome à odeur de céleri *Tricholoma apium* Jul. Schäff. – VU (A2c+3c+4c)

http://iucn.ekoo.se/iucn/species_view/257064

Tricholoma apium est un champignon mycorhizien associé à *Pinus sylvestris* en Europe et à d'autres espèces de conifères en Amérique du Nord. Son principal habitat correspond à de vieilles forêts de conifères sur des sols sableux et humides dominés par des lichens avec un sol organique mince. Cet habitat se développe sur des dépôts alluvionnaires dans des plaines d'expansion des crues le long de larges rivières alimentées par les glaciers. Il est également présent dans des forêts de pins sur sol calcaire sans dépôts alluvionnaires ou sur des dunes colonisées par des pins. Ces habitats, associés une biodiversité fongique riche, ont une forte valeur patrimoniale et font partie des milieux les plus menacés et les plus en déclin d'Europe. C'est une espèce rare dont l'aire de répartition est étendue, mais fragmentée en Europe. *Tricholoma apium* se retrouve sur des sites ayant une bonne continuité écologique et fait partie des espèces les plus sensibles à la sylviculture moderne, qui est la principale cause du déclin de l'espèce avec la modification d'occupation du sol par déforestation, la fertilisation à l'azote et l'urbanisation. Il semble favorisé par des perturbations modérées telles que des ouvertures dans la couche d'humus du sol et par des feux de forêt intenses laissant quelques arbres sur pied. Pour prévenir le déclin et la fragmentation de ces habitats, il est important de protéger les sites et de mettre en place des mesures de gestion adaptées (pâturage extensif, ouvertures dans la couche d'humus du sol, feux de forêt naturels ou contrôlés peu intenses).

Annexe 3 :

Liste des espèces de champignons présents sur la proposition de liste rouge des milieux tourbeux d'Europe occidentale (Moreau 2002). Mise à jour tTaxref 10 avec lors de changements, entre parenthèses, les taxons originaux cités dans la publication.

Espèces menacées d'extinction

Amanita friabilis (P.Karst.) Bas
Armillaria ectypa (Fr. : Fr.) Emel
Bovista paludosa Lév. (*Bovistella paludosa* (Lév.) Lloyd)
Entoloma atromarginatum (Romagn. & J. Favre) Zschieschang
Gyroxylus brevibasidiatus (Singer) Raithelhuber
(*Sphagnomphalia brevibasidiata* (Singer) Redhead, Moncalvo, Vilgalys & Lutzoni, 2002)
Hohenbuehelia longipes (Boud.) Moser ex Moser
Hypholoma « alboelongatum » (taxon non existant a priori)
Lactarius favrei Jahn (*Lactarius scoticus* Berkeley & Br., sensu Romagnesi)
Lactarius musteus Fr., 1838
Pholiota henningsii (Bres.) P.D. Orton
Psathyrella caniceps (Kauffmann) A.H.Sm. (*Psathyrella acutilamellata* J. Favre)
Sarcoleotia turficola (Boud.) Dennis
Suillus flavus (Fr. : Fr.) Presl

Espèces fortement menacées

Arrhenia favrei (Watling) P.-A. Moreau & Courtec., 2008 (*Omphalina favrei* Watling, 1977)
Arrhenia fusconigra (P.D. Orton) P.-A. Moreau & Courtec., 2008 (*Omphalina fusconigra* P.D. Orton, 1960)
Arrhenia philonotis (Lasch) Redhead, Lutzoni, Moncalvo & Vilgalys, 2002 (*Omphalina philonotis* (Lasch) Quél., 1886)
Clavaria argillacea var. *sphagnicola* (Boud.) Corner (*Clavaria sphagnicola* Boud.)
Coprinus kubickae Pilát & Švrček
Coprinus martinii J. Favre ex P.D. Orton
Cortinarius betulinus J. Favre, 1948
Cortinarius flos-paludis Melot, 1980
Cortinarius palustris (M.M.Moser) Neždojm., 1980
Cortinarius uliginobtus var. *lutescens* Rob.Henry, 1981
Cystoderma arcticum Harmaja, 1984
Cystoderma saarenoksa Harmaja, 1985
Daldinia petriniae Y.M. Ju, J.D. Rogers & F. San Martín
Entoloma cuspidiferum (Kühner & Romagn. ex P.D. Orton) Noordeloos
Entoloma ianthinum (Romagn. & J. Favre) Zerkov ex Noordeloos
Entoloma moliniophilum Walley & Noordeloos
Entoloma prismatospermum (Romagn.) Horák
Galerina atkinsoniana var. *sphagnorum* A.H.Sm.
Galerina gibbosa Favre (absent taxref)
Galerina muricellospora (G.F. Atk.) Kühner
Galerina sphagnicola (G.F. Atk.) A.H.Sm. & Singer
Galerina sphagnorum (Pers. : Fr.) Kühner
Galerina subsphagnorum (taxon non existant a priori)
Geoglossum sphagnophilum Ehrenb.

Hebeloma helodes J. Favre, 1948
Hebeloma nigellum Bruchet, 1970 (*Hebeloma atrobrunneum* Vesterh.)
Hemimycena subtilis (Velen.) Antonín (*Hemimycena cyphelloides* (P.D. Orton) Maas Geesteranus)
Hydropus kauffmanii (A.H.Sm.) P.-A. Moreau & Courtec.
Hydropus trichoderma var. *lobauensis* Hausknecht & Krisai-Greilhuber
Hygrocybe « sphagnophila » (taxon non existant a priori)
Hypholoma « caricetum » (taxon non existant a priori)
Inocybe egenula J. Favre, 1955
Lactarius aspideus (Fr.) Fr., 1838
Lactarius helodes A. Favre & Guichard, 2002
Leccinum holopus (Rostkovius) Watling
Mycena adonis (Bull.) Gray, 1821
Mycena oligophylla Aronsen & Maas Geesteranus
Mycena picta (Fr. : Fr.) Harmaja
Myriosclerotinia duriaeana (Tul. & C.Tul.) N.F.Buchw., 1947
Phaeogalera stagnina (Fr. : Fr.) Kühner ex Pegler & T.W.K. Young
Psathyrella sphagnicola (Maire) J. Favre
Pseudobaeospora spp. (Tous taxons confondus)
Psilocybe atrobrunnea (Lasch : Fr.) Gillet
Russula aquosa Leclair, 1932
Russula scotica A. Pearson, 1939
Simocybe laevigata (J. Favre) P.D. Orton, 1969
Symphyosirinia angelicae E.A. Ellis
Tephrocybe palustris (Peck) Donk, 1962

Espèces menacées

Agrocybe elatella (P.Karst.) Vesterh., 1989
Alnicola rubriceps (P.D. Orton) Courtec., 1985
Alnicola saliceti (Orton) Courtecuisse (absent taxref)
Alnicola sphagneti (P.D. Orton) Romagn.
Clitopilus intermedius Romagn., 1954 (*Clitopilus scyphoides* var. *intermedius* (Romagn.) Noordeloos)
Collybia oreadoidea (Pass.) P.D. Orton
Coprinus strossmayeri Schulzer, 1879
Coprinus velatopruinatus Bender, 1989
Cortinarius alnetorum (Velen.) Moser
Cortinarius croceocristallinus R. Henry ex R. Henry
Cortinarius diasemospermus Lamoure, 1978
Cortinarius fervidus P.D. Orton, 1964
Cortinarius helobius Romagn., 1952
Cortinarius helvolus (Bull.) Fr., 1838
Cortinarius ortonii P. Moënne-Loccoz & Reumaux
Cortinarius pulchripes Favre
Cortinarius salicis R. Henry
Cortinarius sericeofibrillosus Bidaud & Bouteville
Cortinarius speciosissimus Kühner & Romagn. ex Kühner & Romagn.
Cortinarius sphagnogenus (Moser) Neždoiminogo
Cortinarius striaepilus J. Favre, 1948
Cortinarius uliginosus Berk., 1860
Cotylidia muscigena Remy
Cudoniella clavus (Alb. & Schwein. : Fr.) Dennis
Entoloma albotomentosum Noordeloos & Hausknecht
Entoloma bisporigerum (P.D. Orton) Noordeloos
Entoloma conferendum var. *platyphyllum* (Romagn. & J. Favre) Courtec., 2008

Entoloma conferendum var. *pusillum* (Velen.) Noordeloos
Entoloma cyanulum (Lasch : Fr.) Noordeloos
Entoloma fernandae (Romagn.) Noordeloos
Entoloma mutabilipes Noordeloos & Liiv
Entoloma nitriolens (Kühner) Trimbach, 1981
Entoloma paludicola (P.D. Orton) Romagn., 1987
Entoloma percardium Noordeloos
Entoloma politum (Pers. : Fr.) Donk
Entoloma tenellum (J. Favre) Noordeloos
Flammulaster microspilus (Romagn. ex Romagn.) Watling
Flammulaster rhombosporus (G.F. Atk.) Watling
Galerina annulata (J. Favre) Singer, 1973 (*Galerina rubiginosa* var. *annulata* J. Favre)
Galerina cinctula P.D. Orton, 1960
Galerina jaapii A.H.Sm. & Singer
Hebeloma candidipes Bruchet, 1970
Hebeloma « *cephalotum* » (taxon non existant a priori)
Hebeloma fragilipes Romagn., 1965
Hebeloma fusisporum Gröger & Zschieschang
Hebeloma lutense Romagn., 1965
Hebeloma pusillum J.E. Lange ex J.E. Lange
Hebeloma vaccinum Romagn., 1965
Hemimycena epichloe (Kühner) Singer
Hemimycena persimilis (Malençon ex Redhead) Antonín & Noordeloos
Hohenbuehelia fluxilis (Fr. : Fr.) P.D. Orton
Hygrocybe « *aff. Cantharellus* »
Hygrocybe coccineocrenata var. *monochroa* (la variété n'existe pas : *Hygrocybe coccineocrenata* (P.D. Orton) Moser)
Hygrocybe parvula (Peck) Pegler
Hygrocybe riparia var. *conicopalustris* (R. Haller ex Bon) Bon (*Hygrocybe conicopalustris* R. Haller ex M.Bon)
Hypholoma « *microelongatum* »
Hypholoma polytrichi (Fr. : Fr.) Ricken
Hypholoma udum (Pers. : Fr.) Bigeard & Guillemin
Inocybe acuta Boud. (*Inocybe acutella* Bon, 1976)
Inocybe alnea Stangl, 1979
Inocybe geranioidora J. Favre, 1955
Inocybe lacera var. *helobia* Kuypers, 1986
Inocybe leucoloma Kühner, 1988
Inocybe rhodiola Bres.
Inocybe salicis Kühner ex Kühner
Inocybe xanthocephala P.D. Orton, 1960
Laccaria purpureobadia D.A. Reid, 1966
Lactarius helvus (Fr.) Fr., 1838
Lactarius lacunarum Romagn. ex Hora, 1960
Lactarius lilacinus Fr., 1838
Lactarius obscuratus var. *radiatus* (J.E. Lange) Romagn., 1974
Lactarius oedehyphosus Izderda & Noordeloos
Lactarius omphaliformis Romagn.
Lactarius repaerentaneus Britzelm., 1885
Lactarius sphagnetii (Fr.) Neuhoof ex Gröger
Lactarius spinosulus Quéél.
Mitrula paludosa Fr. : Fr.
Mycena abramsii (Murrill) Murrill, 1916 (*Mycena nitrata* Velen.)
Mycena grisellina J. Favre, 1960
Mycena pearsoniana Dennis ex Singer, 1959
Mycena terena Aronsen & Maas Geesteranus

Mycena tristis Maas Geesteranus
Peziza limnaea Maas Geesteranus
Phaeonematoloma myosotis (Fr. : Fr.) Bon
Phaeonematoloma myosotis var. *humilis* (F.H. Møller) P.-A. Moreau & Courtec., 2008 (*Phaeonematoloma myosotis* var. *evelatum* (Bon & Jaroni) Bon)
Pholiota conissans (Fr.) Moser ex Moser
Pluteus griseoluridus P.D. Orton, 1984
Psathyrella populina (Britzelm.) Kits van Waveren
Psathyrella typhae (Kalchbr.) A. Pearson & Dennis
Psathyrella typhae var. *sulcatotuberculosa* J. Favre, 1948
Rickenella mellea (Singer & Cléménçon) Lamoure, 1979
Russula emetica (Schaeff. : Fr.) Pers.
Russula griseascens (Bon & Gaugué) L. Marti
Russula laccata Huijsman, 1955
Russula nitida f. *heterosperma* (Singer) Bon
Russula paludosa Britzelm.
Russula pumila Rouzeau & Massart
Scytinotus ringens (Fr. : Fr.) P.Karst. (*Panellus ringens* (Fr. : Fr.) Romagn.)
Simocybe coniophora (Romagn.) Watling, 1981
Tephroclybe erosa (Fr. : Fr.) Bon
Tubaria segestria (absent taxref)
Vespertinia spiraeicola (taxon non existant)

Espèces potentiellement menacées ou vulnérables

Agrocybe firma (Peck) Singer, 1940
Alnicola inculta (Peck) Singer, 1955 (*Alnicola alnetorum* (Maire) Romagn.)
Alnicola salicis (Orton) Bon (absent taxref)
Alnicola subconspersa (P.D. Orton) Bon
Alnicola submelinoides Kühner, 1926
Amanita virosa Lamarck
Arrhenia acerosa (Fr. : Fr.) Kühner (*Phaeotellus acerosus* (Fr. : Fr.) Kühner & Lamoure)
Bolbitius variicolor G.F. Atk.
Camarophyllopsis foetens (W. Phillips) Arnolds, 1986
Clavaria acuta Sowerby : Fr.
Clitocybe anisata Velen.
Clitocybe martiorum J. Favre, 1956
Coprinus bellulus Uljé, 1988
Coprinus cortinatus J.E. Lange, 1915
Coprinus laanii Kits van Waveren
Coprinus rhombosporus P.D. Orton, 1972
Coprinus tigrinellus Boud.
Coprinus urticicola (Berk. & Broome) Buller
Coprinus verrucispermus Jossierand & Enderle
Cortinarius albovariegatus (Velen.) Melot
Cortinarius casimiri (Velen.) Huijsman
Cortinarius cohabitans P.Karst.
Cortinarius ectypus J. Favre, 1960
Cortinarius fulvescens Fr., 1838
Cortinarius pholideus (Fr. : Fr.) Fr.
Cortinarius subporphyropus Pilát, 1954
Cortinarius tabularis (Fr. : Fr.) Fr.
Cortinarius triumphans Fr., 1838
Cortinarius urbicus (Fr. : Fr.) Fr.
Crepidotus epibryus (Fr. : Fr.) Quéél.
Crepidotus lundellii var. *subsphaerosporus* (variété non existante)

Cuphophyllus colemannianus (Bloxam) Bon
Cuphophyllus radiatus (Arnolds) Bon, 1990 (*Cuphophyllus subradiatus* (Schumach.) Bon)
Cuphophyllus russocoriaceus (Berk. & Miller) Bon
Entoloma asprellum (Fr. : Fr.) Fayod
Entoloma caccabus (Kühner) Noordeloos
Entoloma dysthales (Peck) Sacc., 1891
Entoloma euchroum (Pers. : Fr.) Donk
Entoloma inutile (Britzelm.) Noordeloos
Entoloma lepidissimum (Svrček) Noordeloos
Entoloma phaeocyathus Noordeloos
Entoloma placidum (Fr. : Fr.) Zerov ex Noordeloos
Entoloma plebejoides (Schulzer) Noordeloos
Entoloma rhodocylix (Lasch : Fr.) Moser
Entoloma rusticoides (Gillet) Noordeloos
Entoloma sericatum (Britzelm.) Sacc.
Entoloma undatum var. *odorum* (variété non existante)
Entoloma xanthochroum (P.D. Orton) Noordeloos
Flammulina fennae Bas, 1983
Galerina sahleri (Quél.) Kühner, 1948
Geoglossum umbratile Sacc., 1878
Guepiniopsis buccina (Pers. : Fr.) Kennedy
Gyrodon lividus (Bull. : Fr.) P.Karst.
Hebeloma collariatum Bruchet, 1970
Hemimycena mauretanica (Maire) Singer
Hemimycena mauretanica var. *megaspora* (Kühner) Saar & Gminder (absent txref)
Hemimycena tortuosa (P.D. Orton) Redhead, 1980
Hohenbuehelia algida (Fr. : Fr.) Singer
Hydnobolites cerebriiformis Tul. & C. Tul.
Hygrocybe helobia (Arnolds) Bon, 1976
Hygrocybe ortoniana Bon, 1989
Inocybe albovelutipes Stangl, 1980
Inocybe calospora Quél., 1881
Inocybe grammata Quél., 1880
Inocybe maculata f. *fulva* Bon, 1991
Inocybe phaeoleuca Kühner ex Kühner
Inocybe quietiodor Bon, 1976
Laccaria bisporigera Contu & Ballero, 1993
Lactarius quieticolor Romagn., 1958
Lactarius vietus (Fr. : Fr.) Fr.
Leccinum cyaneobasileucum Lannoy & Estades
Leccinum rigidipes P.D. Orton, 1988
Lentinellus tridentinus (Sacc. & Syd.) Singer
Lentinellus ursinus (Fr. : Fr.) Kühner
Lentinus suavissimus Fr., 1836
Lepista martiorum (J. Favre) Bon, 1993 (*Clitocybe martiorum* J. Favre, 1956)
Lyophyllum maas-geesterani Cléménçon & Winterhoff
Marasmiellus tricolor var. *graminis* (Murrill) Singer, 1973
Melanophyllum haemospermum (Bull. : Fr.) Kreisel
(*Melanophyllum echinatum* (Roth : Fr.) Singer)
Mycena albidolilacea Kühner & Maire
Mycena citrinomarginata Gillet, 1876
Mycena crocata (Schrad. : Fr.) Kumm.
Mycena tristis Maas Geesteranus
Mycenella lasiosperma f. *minor* Locquin (*Mycenella margaritisporea* (J.E. Lange) Singer, 1951)
222 *Meotomomyces dissimulans* (Berk. & Broome) Vizzini

(Phaeogalera oedipus (Cooke) Romagn., 1980)
Peziza infusata Quél.
Phaeomarasmium erinaceus (Fr. : Fr.) Scherffel
Pholiota alnicola (Fr. : Fr.) Singer
Pholiota elegans Jacobsson, 1991
Pholiota lucifera (Lasch) Quél., 1872
Pholiota scamba (Fr. : Fr.) Moser ex Moser
Pholiotina arrhenii (Fr.) Singer, 1973
Pholiotina velata (Velen.) Hausknecht (*Pholiotina appendiculata* (J.E. Lange & Kühner ex Watling) Singer ex Singer)
Pholiotina vestita (Fr.) Singer, 1936
Phyllotopsis nidulans (Pers. : Fr.) Singer
Pluteus exiguus (Pat.) Sacc.
Pluteus insidiosus Vellinga & Schreurs, 1985
Pluteus luctuosus Boud., 1905
Pluteus podospileus Sacc. & Cuboni
Pluteus sororiatius Singer
Polyporus alveolaris (Bosc : Fr.) Fr. (*Polyporus mori* (Pollini : Fr.) Fr.)
Psathyrella orbitarum (Romagn.) Moser (*Psathyrella prona* f. *orbitarum* (Romagn.) Kits van Waveren)
Psathyrella pygmaea (Bull. : Fr.) Singer
Rhodocybe fallax (Quél.) Singer, 1946
Russula cremeoavellanea Singer, 1936
Russula intermedia P.Karst.
Russula subfoetens W.G. Smith
Simocybe haustellaris f. *rubi* (Berk.) [comb. ined.] (*Ramicola rubi* (Berk.) Watling, 1989)
Stropharia melanosperma (Bull. : Fr.) Wünsche (*Stropharia melasperma* (Bull. : Fr.) Quél.)
Tectella patellaris (Fr.) Murrill, 1915
Tephroclype confusa (P.D. Orton) P.D. Orton, 1969
Trichoglossum hirsutum (Pers. : Fr.) Boud.
Tubaria ferruginea (Maire) ex Horak & P.-A. Moreau (*Flammulaster ferrugineus* (Maire ex Maire) Watling)
Tubaria minutalis Romagn., 1937
Tuber dryophilum Tul. & C. Tul.

Espèces apparemment non menacées pour le moment, mais à surveiller

Alnicola luteolofibrillosa Kühner, 1926
Arrhenia oniscus (Fr. : Fr.) Redhead, Lutzoni, Moncalvo & Vilgalys (*Omphalina oniscus* (Fr. : Fr.) Quél.)
Arrhenia sphagnicola (Berk.) Redhead, Lutzoni, Moncalvo & Vilgalys, 2002 (*Omphalina sphagnicola* (Berk.) Moser)
Bryoglossum gracile (P.Karst.) Redhead
Cortinarius bibulus Quél., 1881
Cortinarius evernius (Fr. : Fr.) Fr.
Cortinarius friesianus Carteret & Reumaux, 2001
Cortinarius helvelloides (Fr. : Fr.) Fr.
Cortinarius subtortus (Pers. : Fr.) Fr.
Cortinarius subvalidus R. Henry ex R. Henry
Cortinarius tubarius Ammirati & A.H.Sm.
Cudoniella tenuispora (Cooke & Masee) Dennis (*Cudoniella clavus* var. *grandis* (Boud.) Dennis)
Exidia recisa (Ditmar : Fr.) Fr.
Galerina calyptrata P.D. Orton, 1960
Galerina hybrida Kühner, 1935

Galerina mairei Bouteville & P.-A. Moreau (*Galerina tibicystis* (Atk.) Kühner)
Galerina paludosa (Fr.) Kühner, 1935
Galerina rubiginosa (Pers. : Fr.) Kühner
Hebeloma crustuliniforme (Bull. : Fr.) Quél. (*Hebeloma longicaudum* (Persoon ex Fries) Kummer, sensu Lange)
Hygrocybe coccineocrenata (P.D. Orton) Moser
Hypholoma elongatum (Pers. : Fr.) Ricken
Inonotus radiatus (Sowerby : Fr.) P.Karst.
Laccaria affinis var. *anglica* (Singer) Bon, 1983 (*Laccaria anglica* (Singer) Bon & van Haluwyn ex Pázmány)
Laccaria pumila Fayod, 1893
Lactarius cyathuliformis Bon, 1978
Leccinum brunneogriseolum Lannoy & Estades
Leccinum nucatatum Lannoy & Estades
Leccinum variicolor f. *sphagnorum* Lannoy & Estades
Marasmius limosus Quél., 1878
Rickenella fibula var. *hydrina* (Fr. : Fr.) Krieglst.
Russula betularum Hora, 1960
Russula claroflava Grove, 1888
Russula atrorubens Quél., 1898

Espèces associées aux dégradations ou perturbations du milieu

Gymnopilus fulgens (J. Favre & Maire) Singer
Gyrodon lividus (Bull. : Fr.) P.Karst.
Hypholoma subericaeum (Pers. : Fr.) Kühner
Paxillus rubicundulus P.D. Orton, 1969
Psathyrella ocellata (Romagn.) Moser

Annexe 4 :

Liste des espèces de champignons proposées à la convention de Berne en 2001 (Koune 2001)

Amanita friabilis (P.Karst.) Bas
Amylocystis lapponica (Romell) Bondarzew & Singer
Antrodia albobrunnea (Romell) Ryvarden, 1973
Armillaria ectypa (Fr. : Fr.) Emel
Boletopsis grisea (Peck) Bondarzew & Singer
Boletus dupainii Boud.
Bovista paludosa Lév.
Craterellus melanoxeros (Desm. : Fr.) Pérez-de-Gregorio
Cortinarius ionochlorus Maire
Entoloma bloxamii (Berk. & Broome) Sacc.
Geoglossum atropurpureum (Batsch : Fr.) Cooke
Gomphus clavatus (Pers. : Fr.) Gray
Hapalopilus croceus (Pers. : Fr.) Bondartzew & Singer
Haploporus odoratus (Sommerf. : Fr.) Bondartsev & Singer
Hericium erinaceus (Bull. : Fr.) Pers.
Hohenbuehelia culmicola Bon, 1980
Hygrocybe calyptriformis (Berk.) Fayod, 1889
Hygrophorus purpurascens (Alb. & Schwein. : Fr.) Fr.
Laricifomes officinalis (Villars : Fr.) Kotlaba & Pouzar
Leucopaxillus compactus (Fr. ? Quél.) Neuhoﬀ
Lyophyllum favrei (R. Haller & R. Haller Suhr) R. Haller & R. Haller Suhr
Myriostoma coliforme (With. : Pers.) Corda
Phylloporus pelletieri (Lév.) Quél.
Podoscypha multizonata (Berk. & Broome) Pat.
Pycnoporellus alboluteus (Ellis & Everh.) Kotlaba & Pouzar
Sarcodon fuligineoviolaceus (Kalchbr.) Pat.
Sarcosoma globosum (Schmidel : Fr.) Rehm
Sarcosphaera coronaria (Jacquin) Boud.
Skeletocutis odora (Peck) Ginns
Suillus sibiricus (Singer) Singer, 1945
Torrendia pulchella Bres.
Tricholoma colossus (Fr.) Quél., 1872
Tulostoma niveum Kers

Annexe 5 :

Coordonnées des associations mycologiques françaises (mise à jour au 03-2019)

AIN — 01

Société des naturalistes et archéologues de l'Ain
Maison des associations
5 bis, avenue des Belges
01000 Bourg-en-Bresse

Société des naturalistes d'Oyonnax

Maison des sociétés
34, rue Paradis
01100 Oyonnax

Société mycologique « Les Amis des champignons »

Mairie
320, rue de la République
01110 Hauteville-Lompnes

Société des naturalistes et mycologues de Lagnieu

Mairie
16, rue Pasteur
01150 Lagnieu

Société de mycologie et botanique Bellegarde-Clarafond

Centre Jean Vilard
01200 Bellegarde-sur-Valserine

Les Amis du Champignon de Divonne-les-Bains

Mairie
73, avenue des Thermes
01220 Divonne-les-Bains

AMANITES (Activités Mycologiques et Animations Nature Itinérantes)

10, chemin Condamines
01250 Revonnas

Société des naturalistes du Bugey

Hôtel de ville, BP n° 17
11, boulevard de Verdun
01300 Belley

AISNE — 02

Société mycologique de Château-Thierry et de l'Omois (SMCTO)
10, Grande rue
02570 Chézy-sur-Marne

ALLIER — 03

Cercle mycologique du Centre Hubert-Bourdot
4, quai Turgot
03100 Montluçon

Société mycologique du Val de Cher

12, square Romain-Rolland

ADATER

Le Bourg
03320 Château-sur-Allier

ALPES-DE-HAUTE-PROVENCE — 04

Société mycologique Bléone-Durance (SMBD)
Centre Desmichel
Mairie de Digne-les-Bains
04000 Digne-les-Bains

Association entrevalaise de mycologie et de botanique appliquée (AEMBA)

2, route de Villevieille
04320 Entrevaux

HAUTES-ALPES — 05

Société mycologique des Hautes-Alpes (SMHA)
9, rue des Silos
05000 Gap

ALPES-MARITIMES — 06

Association des naturalistes de Nice et des Alpes-Maritimes (ANNAM) — Section Mycologie
12, avenue de la République
06000 Nice

Association botanique et mycologique de la Siagne (ABMS)

293, boulevard Mourachonne
06580 Pégomas

ARDÈCHE — 07

Société mycologique de Tournon-Tain
Maison pour Tous
36, quai Gambetta
07300 Tournon-sur-Rhône

ARDENNES — 08

Société d'histoire naturelle des Ardennes (SHNA)
2, rue du Musée
08000 Charleville-Mézières

Société mycologique du Sedanais (SMS)

19, avenue du Général-Margueritte
08200 Sedan

ARIÈGE — 09

Société mycologique du Pays d'Olmes
19, cité Montségur
09300 Lavelanet

AUBE — 10

Société Auboise de Botanique
10, rue du Vélo
10000 Troyes

AUDE — 11

Fédération régionale des trufficulteurs du Languedoc-Roussillon
Chambre d'agriculture de l'Hérault
11000 Carcassonne cedex

Société mycologique de l'Aude
Chemin Coumo Nivert
11300 Pieusse

AVEYRON — 12

Association de mycologie et de botanique de l'Aveyron (AMBA)
Maison des associations
15, avenue Tarayre
12000 Rodez

BOUCHES-DU-RHÔNE — 13

Fédération des associations mycologiques méditerranéennes (FAMM)
BP 54
13302 Marseille cedex 3

Association mycologique d'Aix-en-Provence (AMA)

Parc Saint-Mitre, Villa Clair-matin
166, avenue Jean-Monnet
13090 Aix-en-Provence

Société mycologique de Provence

Laboratoire de Botanique, Faculté des sciences
3, place Victor-Hugo
13331 Marseille cedex 3

CALVADOS — 14

Société linnéenne de Normandie
Bibliothèque Universitaire Sciences
Campus 2, Côte de Nacre
Boulevard du Maréchal-Juin
14032 Caen cedex 5

Université de Caen, UFR Pharmacie – Botanique

2, rue des Rochambelles
14000 Caen

CANTAL — 15

Association Mycologique de Haute-Auvergne (AMHA)
Mairie
9, place Charles-de-Gaulle
15400 Riom-ès-Montagnes

CHARENTE — 16

Charente-Nature — Section mycologique
Impasse Georges-Lautrette
16000 Angoulême

Société botanique du Centre-Ouest

Nercillac, BP 98 F
16200 Jarnac

CHER — 18

Cercle mycologique de Berry-Sologne
Place de l'Hôtel-de-Ville
18100 Vierzon

CORRÈZE — 19

Association Corrèze Animation
Mairie
Place de la Mairie
19800 Corrèze

CORSE — 2A et 2B

Société mycologique d'Ajaccio (SMA)
1, résidence du Parc belvédère
20000 Ajaccio

Société mycologique de Porto-Vecchio "U Muchjinu" (SMPV)

Piazzetta
Lieu-dit Santa Giulia
20137 Porto-Vecchio

Société mycologique de Bastia et sa région

Lycée agricole
20290 Borgo

Société mycologique des Piève de la Haute-Corse

Villa Payrar Casatorra
20620 Biguglia

CÔTE-D'OR — 21

Société mycologique de la Côte-d'or (SMCO)
82, rue des Moulins
21000 Dijon

Société mycologique Issoise (SMI)

Mairie
20, place Général-Leclerc
21120 Is-sur-Tille

Société mycologique du Châtillonnais

4, rue de la Ferme
21400 Châtillon-sur-Seine

CÔTES-D'ARMOR — 22

Société mycologique des Côtes-d'Armor (SMCA)
Rue de la Mairie
22540 Treglamus

Association Mycologique de la Côte de Granit-Rose

3, rue des Mésanges
22560 Trébeurden

DORDOGNE — 24

Union régionale des trufficulteurs d'Aquitaine (URTA)
4-6, place Francheville
24000 Périgueux

Société mycologique du Périgord

Mairie de Chantérac
Place Simone-et-Louis-Boisset
24190 Chantérac

DOUBS — 25**Société d'Histoire Naturelle du Doubs**

UFR des Sciences et Techniques
16, route de Gray, La Bouloie
25030 Besançon cedex

Association mycologique, pomologique et botanique de Baume-les-Dames (AMBD)

4, rue des Terreaux
25110 Baume-les-Dames

Société mycologique du Pays de Montbéliard (SMPM)

1, rue du Château
25200 Montbéliard

Société d'histoire naturelle du Pays de Montbéliard — Section Mycologie (SHNPM)

4, rue d'Audincourt
25230 Seloncourt

Société mycologique de Pontarlier

24, rue de Joux
25300 Pontarlier

Société d'Histoire Naturelle du Hauts-Doubs (SHNHD)

39, rue de Lavaux
25300 Pontarlier

Mycologie et Nature de Saint-Vit

7 bis, rue la Craie
25410 Saint-Vit

Société mycologique du Val de Morteau

12, les Vinottes
25500 Morteau

DRÔME — 26**Acces Université Populaire Romans**

20, rue Saint-Antoine
26100 Romans-sur-Isère

Société botanique et mycologique du Nyonsais "La Catananche"

Mairie
Place Joseph-Buffaven
26110 Nyons

Fédération des syndicats de producteurs de truffes de la région Rhône-Alpes

Maison de la truffe et du Tricastin
Place de la République
26130 Saint-Paul-Trois-Châteaux

Société mycologique des Baronnie (SMDDB)

Le Portalet, BP 3
26170 Mollans-sur-Ouvèze

Société mycologique de Valence-Sud

Mairie
4, cours des Platanes
26760 Montéleger

EURE — 27**Association des Usagers des Forêts d'Évreux et ses Environs (AUFEE)**

Hôtel de ville
Place du Général-de-Gaulle
27000 Évreux

Les Naturalistes de Charleval

15, rue Saint-Victor
27380 Charleval

Société mycologique de Brionne

Mairie
27800 Brionne

EURE-ET-LOIR — 28**Société des Amis du Muséum et des Naturalistes d'Eure et Loire (SAMNEL)**

5 bis, boulevard de la Courtille
28000 Chartres

Société mycologique loupéenne (SML)

Mairie
Place de l'Hôtel-de-Ville
28240 La Loupe

Club Mycologique Fertois

Mairie
18, rue Laborde
28340 La Ferté-Vidame

FINISTÈRE — 29**Société mycologique du Finistère**

6, rue Saint-Michel
29190 Brasparts

GARD — 30**Société d'Études des Sciences Naturelles de Nîmes et du Gard — Section mycologie (SESNG)**

Musée d'Histoire Naturelle
13, boulevard Amiral-Courbet
30033 Nîmes cedex 9

Société mycologique d'Alès (SMA)

Espace André Chamson
2, boulevard Louis-Blanc
30100 Alès

Fédération française des trufficulteurs (FFT)

2, rue Joseph-Lacroix
30700 Uzès

HAUTE-GARONNE — 31**Cercle mycologique de Toulouse la Terrasse (CMTT)**

49, rue Jonas
31000 Toulouse

Association mycologique de Toulouse
Université Paul Sabatier, faculté de pharmacie
35, chemin des Maraîchers
31000 Toulouse

Société mycologique du Volvestre
Mairie
Place Jules-Ferry
31390 Carbonne

Société mycologique du Comminges (SMC)
Château d'eau
Rue des Caussades
31800 Saint-Gaudens

GERS — 32

Société gasconne de mycologie
7, rue Gambetta
32000 Auch

GIRONDE — 33

Société linnéenne de Bordeaux — Section Mycologie
1, rue Bardineau
33000 Bordeaux

Cercle d'études mycologiques en Aquitaine (CEMA)
222, cours de l'Yser
33000 Bordeaux

À la poursuite des champignons
5, rue Jean-Racine
33170 Gradignan

HÉRAULT — 34

Société d'horticulture et d'histoire naturelle de l'Hérault
— Section Mycologie (SHHNNH)
Parc à Ballon 1, bâtiment B
125, rue du Moulin-de-Sémalen
34000 Montpellier

Groupe d'Étude et de Recherche en Mycologie (GERM)
Laboratoire de botanique Phytochimie et Mycologie,
Faculté de Pharmacie
15, avenue Charles-Flahaut
34060 Montpellier

Association Mycologique du Grand Montpellier (AMGM)
Les terrasses de Sylva 2, entrée B
185, rue Sophie-Germain
34070 Montpellier

Club mycologique de Quarante (CMQ)
Pharmacie Cavalier
21, Grand'rue
34130 Quarante

Société des sciences naturelles de Béziers — Section
Mycologie (SESNB)
Musée du Biterrois
Caserne Saint-Jacques
34500 Béziers

Association mycologique et botanique de l'Hérault et des
Hauts-Cantons (AMBHHC)
BP 66
34600 Bedarieux

Les écologistes de l'Euzière
Domaine Restinclières
34730 Prades-le-Lez

ILLE-ET-VILAINE — 35

Société mycologique de Rennes (SMR)
86, rue Alphonse-Guérin
35000 Rennes

Association champignons et nature
3, rue des Ramaris
35250 Mouazé

INDRE — 36

Association mycologique de l'Indre (AMI)
Hôtel de ville
Place du 1^{er}-mai 1945
36330 Le Poinçonnet

INDRE-ET-LOIRE — 37

Société Botanique Ligérienne (SBL)
45, rue Fleurie
37540 Saint-Cyr-sur-Loire

Association Botanique et Mycologique (Indre-et-Loire)
Les Aulnets
37800 Sainte-Maure-de-Touraine

ISÈRE — 38

Société mycologique du Dauphiné (SMD)
24, quai de France
38000 Grenoble

Société botanique dauphinoise Gentiana
Maison de la nature et de l'environnement de l'Isère (MNEI)
5, place Bir-Hakeim
38000 Grenoble

CE Schneider Electric — Section mycologie et botanique
Quai PL-Merlin
BP 3
38000 Grenoble

Groupe mycologique de la Tour du Pin
Maison des associations
16, rue Jean-Jaurès
38110 La Tour-du-Pin

Société Mycologique de Seyssinet-Pariset (SMBSP)
9, allée des Balmes
38170 Seyssinet-Pariset

Association mycologique de la Sevens
Mairie
35, place de la Mairie
38200 Luzinay

Groupe mycologique Vienne-Roussillon

8, galerie Pierre-Lescot
38200 Vienne

**Société de sciences naturelles de Bourgoin Jallieu —
Section mycologie**

Maison des associations — Humain — Environnement
4, rue des Pâquerettes
38300 Bourgoin-Jallieu

**Association multisports et culturelle Vinoise — Section
mycologie**

Salle des Arcades
Rue Jean-Moulin
38470 Vinay

Société d'histoire naturelle de Voiron-Chartreuse (SHNVC)

Centre Culturel de Mille Pas
72, avenue des Frères-Tardy
38500 Voiron

Rhodia — Section Mycologique

541, route de Pontevin
38560 Jarrie

Société mycologique de Vizille

182, cité Navarre
Chamo-sur-Drac
38560 Jarrie

Foyer Laïque de Saint-Étienne-de-Saint-Geoirs (FL-SESG)

Mairie
Place Alexandre-Gagneux
38590 Saint-Étienne-de-Saint-Geoirs

Société mycologique de Fontaine

1, rue de la Paix
38600 Fontaine

Association Nature vivante

4, rue Joseph-Veyet
38780 Pont-Évêque

Groupe mycologique de Saint-Georges d'Espéranche

Rue de Verdun
38790 Saint-Georges-d'Espéranche

Section de mycologie et d'histoire naturelle

Cité Gringalet
38800 Le Pont-de-Claix

JURA — 39**Société d'Histoire Naturelle du Jura (SHNJ)**

Maison des associations
163, rue Marcel-Paul
39000 Lons-le-Saunier

Société mycologique et botanique doloise (SMBD)

La Visitation
27, rue de la Sous-Préfecture

39100 Dole

**Société Mycologique des Contours de Salins et Villeres
Farlay**

1 bis, place Aubarède
39110 Salins-les-Bains

**Société d'Histoire Naturelle et des amis de la nature de
Saint-Amour**

La Grange Falon
39160 Saint-Amour

Société des naturalistes de la région de Saint-Lupicin

6, rue du Stade
39170 Ravilloles

Société des Naturalistes du Haut Jura

La Maison des Associations de Saint-Claude
1, avenue de Belfort
39200 Saint-Claude

Société d'histoire naturelle de Champagnole

Hôtel de Ville
Place Charles-de-Gaulle
39300 Champagnole

Société mycologique jurassienne

3, chemin des 100 Marches
39570 Conliege

**Société de mycologie et des amis de la nature de la ville
et du canton d'Arbois**

Mairie
10, rue de l'Hôtel de Ville
39600 Arbois

LANDES — 40**Société mycologique landaise (SOMYLA)**

Maison des Associations René Lucbernet
6, rue du 8 — Mai-1945
40000 Mont-de-Marsan

LOIR-ET-CHER — 41**Société d'histoire naturelle du Loir-et-Cher**

Les Jacobins
Rue Anne-de-Bretagne
41000 Blois

Sologne Nature Environnement (SNE)

Château de Beauvais
23, route de Selles-sur-Cher
41200 Romorantin-Lanthenay

LOIRE — 42**Société mycologique du Forez (SOMYFO)**

1, rue des Tilleuls
42000 Saint-Étienne

Groupement Mycologique et Botanique Feurs

Mairie

4 bis, place Antoine-Drivet
42110 Feurs

Groupe Mycologique de Charlieu
6, rue de la Fromagerie
42190 Charlieu

Groupe mycologique et botaniques du Roannais (GMBR)
Maison du Port
74-75, quai Commandant-Lherminier
42300 Roanne

Société mycologique Inter-Vallées (SOMIVA)
Hôtel de ville
Place de l'Hôtel-de-Ville
42400 Saint-Chamond

Société botanique et mycologique de l'Étrat (SOBOME)
Mairie
175, rue de Verdun
42580 L'Étrat

Groupement mycologique de la région Montbrisonnaise
Place de l'Hôtel-de-Ville
42600 Montbrison

Les amis des champignons de Châteauneuf
418, rue du Hameau-de-la-Grange
42800 Châteauneuf

HAUTE-LOIRE — 43

Groupe mycologique de Haute-Loire
Centre Roger-Fourneyron
31, boulevard de la République
43000 Le Puy-en-Velay

Société Mycologique et Botanique du Livradois-Forez (SMBLF)
Mairie
Le Bourg
43160 La Chapelle-Geneste

Groupe mycologique sigolénais
13, rue Notre-Dame-des-Anges
43600 Sainte-Sigolène

LOIRE-ATLANTIQUE — 44

Association mycologique de l'Ouest de la France (AMO)
16, boulevard Auguste-Péneau
44300 Nantes

Association Mycologique Gildasienne (AMG)
Mairie
10, rue du Docteur-Praux
44530 Saint-Gildas-des-Bois

Groupe mycologique nazairien (GMN)
Agora 1901
2 bis, rue Albert-de-Mun
44600 Saint-Nazaire

LOIRET — 45

Les Naturalistes Orléanais et de la Loire moyenne
64, route d'Olivet
45100 Orléans

Association « Les Mycophiles des Mauves »
1, rue des Grands-Champs
45130 Baule

Association Mycologique et Botanique du Loiret (AMBL)
32, rue du Gué-Colas
45290 Nogent-sur-Vernisson

Les Naturalistes chapellois
27, route Nationale
45380 La-Chapelle-Saint-Mesmin

Association mycologique de Sully-sur-Loire
3, place Maurice-de-Sully
45600 Sully-sur-Loire

Société mycologique du Gâtinais et des Régions de la Loire (SOMYGA)
Mairie
1, avenue de la Libération
45700 Villemandeur

LOT — 46

Fédération régionale des trufficulteurs de Midi-Pyrénées
44, avenue Jean-Jaurès
46000 Cahors

LOT-ET-GARONNE — 47

**Société des sciences naturelles et agricoles de l'Agenais —
Section mycologie**
Chambre d'agriculture
Rue de Péchabout
47000 Agen

LOZÈRE — 48

Association mycologique de Lozère
7, cité du Giboulet
48000 Mende

MAINE-ET-LOIRE — 49

**Société d'Études Scientifiques de l'Anjou — Section
Mycologie (SESA)**
Arboretum Gaston Allard
9, rue du Château-d'Orgemont
49000 Angers

Association Culture Loisirs pour tous — club mycologique
Espace Tristan Martin
Rue du Centre
49110 Saint-Pierre-Montlimart

**Sciences-Lettres-Arts Cholet — Section mycologique
(SLA)**
Maison des sciences
12, avenue du Maréchal-Foch
49300 Cholet

Société mycologique du Choletais
24, rue du Docteur-Bousseau
49300 Cholet

Le Musée du Champignon de Saumur
Route de Gennes
Saint Hilaire-Saint-Florent
49400 Saumur

Sciences-Nature-Patrimoine Saumur (SNP)
La Saulaie
49590 Fontevraud-l'Abbaye

MANCHE — 50

Société nationale des sciences naturelles et mathématiques
Bibliothèque
21, rue Bonhomme
50100 Cherbourg

Amicale laïque de Mortain — Section mycologie
Mairie
Rue du 12^e Arrondissement
50140 Mortain

Société mycologique de Saint-Lô
4, square Pléiade
50180 Agneaux

Association Mycologique du Cotentin-Valognes (AMC)
Mairie
Place du Général-de-Gaulle
50700 Valognes

MARNE — 51

Société mycologique Rémoise
Maison de la vie associative
122 bis, rue Barbâtre
51100 Reims

Association mycologique d'Épernay
Maison des arts et de la vie associative
Parc de loisir Roger Menu
51200 Épernay

Société mycologique de Courtisols (SMC)
52, rue Lamartine
51460 Courtisols

HAUTE-MARNE — 52

Société des sciences naturelles et d'archéologie de la
Haute-Marne — Section mycologie (SSNAHM)
Mairie
10, place de la Concorde
52000 Chaumont

MAYENNE — 53

Mayenne Nature Environnement
16, rue Auguste-Renoir
53000 Laval

MEURTHE-ET-MOSELLE — 54

Société lorraine de mycologie (SLM)
Faculté de pharmacie, Bâtiment Lionnois
20, rue Lionnois
BP 403
54000 Nancy

Association des Mycologues Pharmaciens (AMYPHAR)
83, rue Raymond-Poincaré
54000 Nancy

MEUSE — 55

Argonne Fan' Nature
5, lotissement André-Malraux
55120 Clermont-en-Argonne

MORBIHAN — 56

Association mycologique de Ploemeur-Morbihan (AMPM)
Maison des associations
La Vraie croix
56270 Ploemeur

MOSELLE — 57

Société d'Histoire Naturelle de la Moselle
Complexe municipal du Sablon
48, rue Saint-Bernard
57000 Metz

Société Mycologique de Morhange
47A, rue Alphonse-Grosse
57340 Racrange

Société mycologique de Moselle-Est (SMME)
13, rue Sainte-Croix
57600 Forbach

NORD — 59

Société mycologique du Nord de la France (SMNF)
Département de Botanique
Faculté des sciences pharmaceutiques et biologiques
59000 Lille

OISE — 60

Société d'horticulture, de botanique et d'apiculture de
Beauvais — Section mycologique
4, rue de Paris
60000 Beauvais

Société mycologique de Montataire
Mairie
Place Auguste-Génie
60160 Montataire

Association des botanistes et des mycologues de la région
de Senlis (ABMARS)
Mairie
3, place Henri-IV
60300 Senlis

Société des Amis de la Forêt de Hez (AFODHEZ)

Mairie
1, rue du 8-Mai-1945
60510 La Neuville-en-Hez

ORNE — 61

Association Champignons et Forêts en Pays Bellémois

Hôtel de ville
1, place de la République
61130 Bellême

Club Mycologique de L'Aigle

Mairie
Rue Sports
61300 L'Aigle

Parc naturel régional du Perche

Maison du Parc
Manoir de Courboyer
61340 Nocé

PUY-DE-DÔME — 63

Société d'Histoire Naturelle d'Auvergne (SHNA)

Herbiers de Clermont-Ferrand
3, boulevard Lafayette
63000 Clermont-Ferrand

Association pour le développement de l'animation, de la culture et des loisirs (ADACL)

Mairie
Place de l'Hôtel-de-Ville
63630 Saint-Germain-L'Herm

PYRÉNÉES-ATLANTIQUES — 64

Société mycologique du Béarn (SMB)

École primaire Henri IV
2-4, place de la République
64000 Pau

HAUTES-PYRÉNÉES — 65

Association mycologique de Bigorre (AMB)

1 bis, rue Georges-Clémenceau
65600 Séméac

PYRÉNÉES-ORIENTALES — 66

Société mycologique André Marchand (SNAM)

24, rue Concorde
66170 Millas

Société mycologique et botanique de Catalogne-Nord (SMBCN)

Chemin des Mosellos
66200 Elne

Association Charles Flahaut

Centre Régional d'Information et d'Éducation à l'Environnement
Parc de Clairfont
66350 Toulouges

Association mycologique Cérétane (AMC)

16, rue de la Fusterie
66400 Céret

Associations les Journées Mycologiques

22, rue de l'Aranyo
66690 Sorède

Association mycologique de Cerdagne Capcir

Mairie
1, place de Catalogne
66760 Bourg-Madame

BAS-RHIN — 67

Société mycologique de Strasbourg (SMS)

39, rue des Vosges
67560 Rosheim

Société Mycologique Centre Alsace (SMCA)

5, avenue du Dr-Houillon
67600 Sélestat

HAUT-RHIN — 68

Société mycologique du Haut-Rhin (SMHR)

1, avenue des Rives-de-l'Ill
68110 Illzach

RHÔNE — 69

Société linnéenne de Lyon — Section mycologie

33, rue Bossuet
69006 Lyon

Société mycologique Arbresloise

Maison des associations
33, rue Gabriel-Péri
69210 L'Arbresle

Groupe mycologique de Saint-Genis-Laval

106, avenue Clémenceau
69230 Saint-Genis-Laval

Société mycologique de Thizy

2, rue Edouard-Millaud
69240 Thizy-les-Bourgs

Groupe mycologique et botanique du Val-de-Saône

Local Margerand, 1^{er} étage, salle 206
11, avenue Gambetta
69250 Neuville-sur-Saône

Société mycologique de Craponne et des environs (SMCE)

2, allée du Panorama
69290 Saint-Génis-les-Ollières

Club mycologique et botanique de Meyzieu (CMBM)

Mairie
Place de l'Europe
BP 122
69330 Meyzieu

Société mycologique de Villefranche-sur-Saône et de la région

570, rue de Thizy
69400 Villefranche-sur-Saône

Groupe mycologique et naturaliste d'Oullins et environs

44, Grande-rue
69600 Oullins

Association mycologique de Givors et environs

Mairie
Place Camille-Vallin
69700 Givors

Groupe mycologique et botanique de Saint-Pierre-de-Chandieu-Toussieu (GMB)

10, place Charles-de-Gaulle
69780 Saint-Pierre-de-Chandieu-Toussieu

HAUTE-SAÔNE — 70**Société Botano Myco Entomologique de Vesoul**

Maison des associations
53, rue Jean-Jaurès
70000 Vesoul

Société mycologique du Val de Gray (SMVG)

14, avenue Carnot
70100 Gray

Société mycologique de Luxeuil-les-Bains et environs (SMLE)

Mairie
1, place Saint-Pierre
70300 Luxeuil-les-Bains

Fédération mycologique de l'Est (FME)

Chez Daniel Sugny
14, rue Jacques-Prévert
70400 Héricourt

SAÔNE-ET-LOIRE — 71**Société mycologique de Mâcon**

Hôtel de ville
322, quai Lamartine
71000 Mâcon

Société des sciences naturelles de Saône-et-Loire (SSN SL) et Société mycologique de Chalon-sur-Saône réunies

4 bis, rue Hugues-Doneau
71100 Chalon-sur-Saône

Société d'Histoire Naturelle du Creusot (SHNC)

7, boulevard Henri-Paul-Schneider
71200 Le Creusot

Société Mycologique de Cluny

Mairie
Parc Abbatial
71250 Cluny

La physiophile — Association de sciences naturelles, humaines et sociales

Les ateliers du Jour
58, quai Jules-Chagot
71300 Montceau-les-Mines

Société d'Histoire Naturelle d'Autun (SHNA)

14, rue Saint-Antoine
71400 Autun

Société d'Histoire Naturelle de Givry (SHN GIVRY)

Mairie
4, place de la Poste
71640 Givry

SARTHE — 72**Société mycologique de la Sarthe**

Maison de l'eau, porte n° 2
51, rue de l'Esterel
72000 Le Mans

SAVOIE — 73**Société mycologique et botanique de la région chambérienne (SMBRC)**

Maison des Associations
Rue Saint-François-de-Sales ; boîte U 10
73000 Chambéry

Société d'histoire naturelle et mycologique d'Aix-les-Bains

Maison des associations
25, boulevard des Anglais
73100 Aix-les-Bains

Albertville nature, Société mycologique et botanique

14, montée Adolphe-Hugues-Conflans
73200 Albertville

Section mycologique et botanique d'Ugine

Maison des Associations Perrier de la Bathie
704, avenue André-Pringollet
73400 Ugine

Société botanique et mycologique de Haute-Maurienne

Mairie
Place de la Mairie
73500 Fourneaux

Nature en Tarentaise à Moûtiers

84, rue du Chemin-de-Fer
73600 Moûtiers

Société mycologique et botanique de Montmélian

Espace François-Mitterrand
73800 Montmélian

HAUTE-SAVOIE — 74**Société mycologique et botanique d'Annecy**

La Manufacture
Quai des Clarisses
74000 Annecy

Société mycologique de Ville-la-Grand, La Chanterelle
Mairie
Place du Passage-à-l'an-2000
74100 Ville-La-Grand

Société mycologique et d'histoire naturelle de la région
du Mont-Blanc
892, chemin des Storts
74190 Passy

Société mycologique et botanique du Chablais (SMBC)
Mairie
Place de l'Hôtel-de-Ville
74200 Thonon-les-Bains

Groupe nature, mycologie et botanique de Faverges
Maison des associations
Place des Anciens-de-l'AFN
74210 Faverges

Fédération Mycologique et Botanique Dauphiné-Savoie
(FMBDS)
Le Prieuré
144, place de l'Église
74320 Sevrier

Association mycologique et botanique de la région de
Poisy
60, rue des Frênes
74600 Seynod

Société d'histoire naturelle du pays Rochois « Le Bolet du
Foron » (SHNPR)
Maison des sociétés
172, rue du Paradis
74800 La Roche-sur-Foron

Société mycologique de Meythet
4, rue de l'Aérodrome
74960 Meythet

PARIS — 75
Société Mycologique de France (SMF)
20, rue Rottembourg
75012 Paris

Association les P'tits pois de la Vilette
58, rue Cesaria-Evora
3, rue de l'Oise, Hall J
75019 Paris

Association des cours professionnels et de
perfectionnement pour les employés et les préparateurs
en pharmacie
59, rue Planchat
75020 Paris

SEINE-MARITIME — 76
Société des amis des sciences naturelles et du muséum de
Rouen — Comité de mycologie
Muséum d'Histoire Naturelle
Maison des Associations
11, avenue Pasteur
76000 Rouen

Agence régionale de l'environnement de Haute-
Normandie (AREHN)
Pôle régional des savoirs
115, boulevard de l'Europe
76000 Rouen

Société d'étude des sciences naturelles d'Elbeuf — Section
mycologie
Maison de la Nature du district d'Elbeuf
7, place Mendès-France
76320 Saint-Pierre-les-Elbeuf

Société linnéenne de Seine-Maritime
55, rue du 329^e Régiment-d'Infanterie
Fort de Tourneville
76600 Le Havre

SEINE-ET-MARNE — 77
Association Naturaliste de la Vallée du Loing et du massif
de Fontainebleau (ANVL)
Station d'écologie forestière de l'université Paris-Diderot
Route de la Tour-Denecourt
77300 Fontainebleau

Association française de Lichénologie (AFL)
Station d'écologie forestière de l'université Paris-Diderot
Route de la Tour-Denecourt
77300 Fontainebleau

Association mycologique féréoontaine
185, avenue de Fontainebleau
77310 Saint-Fargeau-Ponthierry

Société d'Histoire, Archéologie, Art, Généalogie et
d'Échange (SHAGE)
Centre Beausoleil
8, rue des Frères-Moreau
77380 Combs-la-Ville

Association mycologique d'Esbly
Mairie
7, rue Victor-Hugo
77450 Esbly

YVELLINES — 78
Centre d'étude de Rambouillet et de sa forêt (CERF)
50, rue du Muguet
78120 Rambouillet

Association des naturalistes des Yvelines (ANY)

Villa de Chèvreloup
34, route de Versailles
78150 Le Chesnay-Rocquencourt

Club mycologique Conflanais

52, rue des Alouettes
78700 Conflans-Sainte-Honorine

Comité d'entreprise Thalès Nungesser A. — Section Mycologie

1, boulevard Jean-Moulin
78990 Élancourt Cedex

DEUX-SÈVRES — 79

Société mycologique des Deux-Sèvres nord
26, boulevard Thiers
79100 Thouars

Société Mycologique du massif d'Argenson (SMMA)

8 Place du Centre,
79360 Marigny

SOMME — 80

Société Linéenne Nord-Picardie
Maison des Sciences et de la Nature
14, place Vogel
80000 Amiens

Les Amicologues de Condé-Folie

Mairie
5, place du 8-mai-1945
80890 Condé-Folie

TARN — 81

Société Tarnaise de Sciences Naturelles (STSN)
16, rue du Pont
81570 Vielmur-sur-Agout

VAR — 83

Société des sciences naturelles et d'archéologie de Toulon et du Var (SSNATV)
2, allée Amiral-Courbet
83000 Toulon

Groupe mycologique et botanique de Lorgues

Les Calandrelles ch du Pey
Les Lones
83510 Lorgues

Association Mycologique et Florale de l'Esterel et des Maures (AMYFEM)

268 ter, chemin de la Montagne
83600 Fréjus

VAUCLUSE — 84

Société mycologique du Vaucluse (SMV)
Musée Requien
67, rue Joseph-Vernet
84000 Avignon

Société mycologique pertuisienne

Lotissement Nids de Provence
84120 Pertuis

MJC Jonquières — Section Mycologie

2, chemin des Cantons
84150 Jonquières

Fédération régionale des syndicats de producteurs de truffes de Provence-Alpes-Côte d'Azur

Mairie
Place de l'Hôtel-de-Ville
84210 Saint-Didier

Société mycologique du pays d'Apt (SMPA)

Maison du Parc du Lubéron
Place Jean-Jaurès
84400 Apt

VENDÉE — 85

Société mycologique de la Roche-sur-Yon (SMRY)
Pôle associatif, 1^{er} étage, porte D, bureau 125
71, boulevard Aristide-Briand
85000 La Roche-sur-Yon

Société botanique et mycologique de Fontenay-le-Comte

9, rue Pierre-Brissot
85200 Fontenay-le-Comte

VIENNE — 86

Société des sciences naturelles de Châtelleraut
48, rue Arsène-et-Jean-Lambert
86100 Châtelleraut

Société mycologique du Poitou (SMP)

24, rue des Fougères
86550 Mignaloux-Beauvoir

Fédération régionale des trufficulteurs du Poitou-Charentes

Chambre régionale d'agriculture du Poitou-Charentes
Agropole
86550 Mignaloux-Beauvoir

HAUTE-VIENNE — 87

Station universitaire du Limousin
209, boulevard de Vanteaux
87000 Limoges

Société mycologique du Limousin (SML)

Impasse Puy-Martin
87410 Le Palais-sur-Vienne

VOSGES — 88

Société mycologique des Hautes-Vosges (SEMHV)

10, rue Gambetta
88100 Saint-Dié-des-Vosges

Groupe mycologique des Vosges

Bru
88700 Rambervillers

YONNE — 89

Société mycologique auxerroise (SMA)

Conservatoire de la nature Paul Bert
3, place Achille-Ribain
89000 Auxerre

Fédération interrégionale des trufficulteurs du Centre et de l'Est (ITCE)

27, rue de la Salle
Nangis
89290 Quenne

Société mycologique migennoise

Villa Chantoiseau
Avenue Roger-Salengro
89400 Migennes

Association mycologique véronaise

8, rue de Chaume
89510 Etigny

Association Mycologique du Tonnerrois et du Chablisien

12, rue Saint-Nicolas
89700 Tonnerre

TERRITOIRE DE BELFORT — 90

Société mycologique du Territoire de Belfort

Cité des associations
Rue Jean-Pierre-Melville
90000 Belfort

ESSONNE — 91

Cercle naturaliste de Corbeil-Essonnes

1-3, rue Bernardin-de-Saint-Pierre
91100 Corbeil-Essonnes

Association Artistique et Culturelle du CEA de Saclay/
MYCOLOGIE

CEA de Saclay, bâtiment 471, PC 58
91190 Gif-sur-Yvette

Société mycologique de Montgeron

14, boulevard Sellier
91230 Montgeron

Cercle mycologique de Marcoussis et environs (CMME)

Mairie
5, rue Alfred-Dubois
91460 Marcoussis

Association Mycologique Buxéenne

Mairie
Place Charles-de-Gaulle
91790 Boissy-sous-Saint-Yon

HAUTS-DE-SEINE — 92

Faculté de pharmacie — Université Paris Sud

5, rue Jean-Baptiste-Clément
92296 Châtenay-Malabry cedex

Association du Centre Nature de Colombes

16, rue de Solférino
92700 Colombes

VAL-DE-MARNE — 94

Amicale des mycologues de Sucy-en-Brie (AMS)

14, place du Clos-de-Pacy
94370 Sucy-en-Brie

Commission mycologique du CE Thales Air Systems

3, avenue Charles-Lingbergh, BP 20351
94628 Rungis

VAL-D'OISE — 95

Découverte et Connaissance de la Nature 95 — Section
mycologie

Mairie
Place du Général-Leclerc
95110 Sannois

Initiatives et actions pour la sauvegarde de l'environnement
et des forêts (IASEF)

Centre associatif Françoise Bonn
14, rue Théodore-Prévost
95250 L'Isle-Adam

Chemins et Rencontres — Section Mycologie

Maison des associations
13, allée du Stade
95610 Eragny-sur-Oise

Annexe 6 :

Liste des espèces de champignons bio-indicateurs (Sellier, Sugny, & Corriol 2015)

Catégorie A : Espèces très sensibles aux nitrates (disparaissent dès la moindre présence de nitrates)

Nom scientifique des espèces
<i>Calocybe gambosa</i> f. <i>graveolens</i> (Pers. : Fr.) Kalamees
<i>Camarophylloopsis atropuncta</i> (Pers. : Fr.) Arnolds
<i>Camarophylloopsis atrovelutina</i> (Romagnesi) D. Argaud
<i>Camarophylloopsis foetens</i> (W. Phillips) Arnolds
<i>Camarophylloopsis phaeophylla</i> (Romagnesi) Arnolds
<i>Camarophylloopsis phaeoxantha</i> (Romagnesi) Arnolds
<i>Camarophylloopsis schulzeri</i> (Bresadola) Herink
<i>Clavaria acuta</i> Sow. : Fr.
<i>Clavaria argillacea</i> Pers. : Fr.
<i>Clavaria argillacea</i> var. <i>sphagnicola</i> (Boudier) Corner
<i>Clavaria fragilis</i> Holmskjöld : Fr.
<i>Clavaria fumosa</i> Pers. : Fr.
<i>Clavaria greletii</i> Boudier
<i>Clavaria incarnata</i> Weinmann
<i>Clavaria straminea</i> Cotton
<i>Clavaria tenacella</i> Pers. : Fr.
<i>Clavaria zollingeri</i> Lévillé
<i>Clavulinopsis fusiformis</i> (Sow. : Fr.) Corner
<i>Clavulinopsis helvola</i> var. <i>geoglossoides</i> (Boudier & Patouillard) Corner
<i>Clavulinopsis umbrinella</i> (Saccardo) Corner
<i>Coprinus rapidus</i> Fr.
<i>Cuphophyllus angustifolius</i> (Murrill) M. Bon
<i>Cuphophyllus berkeleyi</i> (P.D. Orton & Watling) M. Bon
<i>Cuphophyllus borealis</i> (Peck) M. Bon
<i>Cuphophyllus cereopallidus</i> (Cléménçon) M. Bon
<i>Cuphophyllus cereopallidus</i> f. <i>bisporiger</i> M. Bon
<i>Cuphophyllus cinereus</i> (Fr.) M. Bon
<i>Cuphophyllus colemannianus</i> (Bloxam) M. Bon
<i>Cuphophyllus flavipes</i> (Britzelmayr) M. Bon
<i>Cuphophyllus fuscescens</i> (Bresadola) M. Bon
<i>Cuphophyllus lacmus</i> (Schum.) M. Bon
<i>Cuphophyllus ochraceopallidus</i> (P.D. Orton) M. Bon
<i>Cuphophyllus radiatus</i> (Arnolds) M. Bon
<i>Cuphophyllus russocoriaceus</i> (Berk. & Miller) M. Bon
<i>Dermoloma atrocinerum</i> (Pers.) P.D. Orton
<i>Dermoloma cuneifolium</i> (Fr. : Fr.) M. Bon
<i>Dermoloma phaeopodium</i> P.D. Orton
<i>Dermoloma pseudocuneifolium</i> M. Bon
<i>Dermoloma pseudocuneifolium</i> var. <i>pragensis</i> M. Bon
<i>Entoloma ameides</i> (Berk. & Br.) Saccardo
<i>Entoloma asprellum</i> (Fr. : Fr.) Fayod

<i>Entoloma bloxamii</i> (Berk. & Br.) Saccardo
<i>Entoloma caeruleofloccosum</i> Noordeloos
<i>Entoloma carneogriseum</i> (Berk. & Br.) Noordeloos
<i>Entoloma chalybaeum</i> (Pers. : Fr.) Noordeloos
<i>Entoloma chalybaeum</i> var. <i>lazulinum</i> (Fr.) Noordeloos
<i>Entoloma chloropolium</i> (Fr.) Moser
<i>Entoloma cyanulum</i> (Lasch : Fr.) Noordeloos
<i>Entoloma dichroum</i> (Pers. : Fr.) Kummer
<i>Entoloma dysthaloides</i> Noordeloos
<i>Entoloma excentricum</i> Bresadola
<i>Entoloma exile</i> (Fr. : Fr.) Hesler
<i>Entoloma griseoluridum</i> (Kühner) Moser
<i>Entoloma henrici</i> Horak & Aeberhardt
<i>Entoloma incanum</i> (Fr. : Fr.) Hesler
<i>Entoloma inopiliforme</i> M. Bon
<i>Entoloma jubatum</i> (Fr. : Fr.) P. Karsten
<i>Entoloma lampropus</i> (Fr. : Fr.) Hesler
<i>Entoloma lividocyanulum</i> Noordeloos
<i>Entoloma longistriatum</i> (Peck) Noordeloos
<i>Entoloma longistriatum</i> var. <i>microsporum</i> (P.D. Orton) Noordeloos
<i>Entoloma longistriatum</i> var. <i>sarcitulum</i> (P.D. Orton) Noordeloos
<i>Entoloma melanochroum</i> Noordeloos
<i>Entoloma mougeotii</i> (Fr.) Hesler
<i>Entoloma opacum</i> Noordeloos
<i>Entoloma papillatum</i> (Bresadola) Dennis
<i>Entoloma poliopus</i> (Romagnesi) Noordeloos
<i>Entoloma poliopus</i> var. <i>parvisporigerum</i> Noordeloos
<i>Entoloma porphyrophaeum</i> (Fr.) P. Karsten
<i>Entoloma prunuloides</i> (Fr. : Fr.) Quélet
<i>Entoloma prunuloides</i> var. <i>obscurum</i> Arnolds & Noordel.
<i>Entoloma pseudoturci</i> Noordeloos
<i>Entoloma queletii</i> (Boudier) Noordeloos
<i>Entoloma rhombisporum</i> (Kühner & Boursier) Horak
<i>Entoloma roseum</i> (Longyear) Hesler
<i>Entoloma rusticoides</i> (Gillet) Noordeloos
<i>Entoloma serrulatum</i> (Fr. : Fr.) Hesler
<i>Entoloma tjallingiorum</i> Noordeloos
<i>Entoloma turci</i> (Bresadola) Moser
<i>Entoloma undatum</i> (Gillet) Moser
<i>Entoloma undatum</i> var. <i>viarum</i> (Romagnesi) Courtecuisse
<i>Geoglossum barlae</i> Boud.
<i>Geoglossum cookeanum</i> Nannf.
<i>Geoglossum fallax</i> E.J. Durand
<i>Geoglossum glabrum</i> Pers. : Fr.
<i>Geoglossum glabrum</i> var. <i>sphagnophilum</i> (Ehrenb.) Fr.
<i>Geoglossum glutinosum</i> Pers.
<i>Geoglossum sphagnophilum</i> Ehrenb.
<i>Geoglossum umbratile</i> Sacc.

<i>Hygrocybe acutopunicea</i> Haller & F.H. Møller
<i>Hygrocybe aurantiosplendens</i> R. Haller
<i>Hygrocybe chlorophana</i> var. <i>aurantiaca</i> M. Bon
<i>Hygrocybe ingrata</i> Jenssen & F.H. Møller
<i>Hygrocybe nitrata</i> (Pers.) Wünsche
<i>Hygrocybe ovina</i> (Bull. : Fr.) Kühner
<i>Hygrocybe punicea</i> (Fr. : Fr.) Kummer
<i>Hygrocybe spadicea</i> (Scop. : Fr.) P. Karsten
<i>Hygrocybe splendidissima</i> (P.D. Orton) Moser
<i>Hygrocybe subminutula</i> (Murrill) Pegler
<i>Microglossum olivaceum</i> (Pers. : Fr.) Gillet
<i>Ramariopsis kunzei</i> (Fr. : Fr.) Corner
<i>Rugosomyces ionides</i> (Bull. : Fr.) M. Bon

Catégorie B : Espèces sensibles aux nitrates (disparaissent très rapidement en présence de nitrates)

Nom scientifique des espèces
<i>Calocybe gambosa</i> (Fr. : Fr.) Donk
<i>Calocybe gambosa</i> var. <i>flavida</i> (Fr.) Donk
<i>Cuphophyllus niveus</i> (Fr.) M. Bon
<i>Cuphophyllus niveus</i> f. <i>roseipes</i> (Masse) M. Bon
<i>Cuphophyllus pratensis</i> (Pers. : Fr.) M. Bon
<i>Cuphophyllus pratensis</i> var. <i>vitulinus</i> (Pers.) M. Bon
<i>Cuphophyllus virgineus</i> (Wulfen : Fr.) Kovalenko
<i>Entoloma chlorinosum</i> Arnolds & Noordeloos
<i>Entoloma griseorubidum</i> Noordeloos
<i>Hygrocybe aurantiolescens</i> P.D. Orton
<i>Hygrocybe aurantioviscida</i> Arnolds
<i>Hygrocybe calciphila</i> Arnolds
<i>Hygrocybe calyptriformis</i> (Berk.) Fayod
<i>Hygrocybe calyptriformis</i> f. <i>silvatica</i> (Haller & Métrod)
<i>Hygrocybe cantharellus</i> (Schw. : Fr.) Murrill
<i>Hygrocybe ceracea</i> (Wulfen : Fr.) Kummer
<i>Hygrocybe ceracea</i> f. <i>rubella</i> (M. Bon) M. Bon
<i>Hygrocybe ceracea</i> var. <i>vitellinoides</i> (M. Bon) M. Bon
<i>Hygrocybe chlorophana</i> (Fr. : Fr.) Wünsche
<i>Hygrocybe cinereifolia</i> Courtecuisse & Priou
<i>Hygrocybe citrina</i> (Rea) J.E. Lange
<i>Hygrocybe citrinovirens</i> (J.E. Lange) J. Schäffer
<i>Hygrocybe coccinea</i> (J.C. Sch. : Fr.) Kummer
<i>Hygrocybe coccinea</i> var. <i>umbonata</i> Herink
<i>Hygrocybe coccineocrenata</i> (P.D. Orton) Moser
<i>Hygrocybe conica</i> (J.C. Sch. : Fr.) Kummer
<i>Hygrocybe conica</i> var. <i>chloroides</i> (Malençon) M. Bon
<i>Hygrocybe conica</i> var. <i>minor</i> Monthoux & Röhl
<i>Hygrocybe conica</i> var. <i>tristis</i> (Pers.) Heinemann
<i>Hygrocybe euroflavescens</i> Kühner

<i>Hygrocybe fornicata</i> (Fr.) Singer
<i>Hygrocybe fornicata</i> var. <i>clivalis</i> (Fr.) M. Bon
<i>Hygrocybe fornicata</i> var. <i>streptopus</i> (Fr.) Arnolds
<i>Hygrocybe glutinipes</i> (J.E. Lange) R. Haller
<i>Hygrocybe glutinipes</i> var. <i>rubra</i> M. Bon
<i>Hygrocybe insipida</i> (Lundell) Moser
<i>Hygrocybe intermedia</i> (Passerini) Fayod
<i>Hygrocybe irrigata</i> (Pers. : Fr.) M. Bon
<i>Hygrocybe konradii</i> Haller
<i>Hygrocybe konradii</i> var. <i>pseudopersistens</i> M. Bon
<i>Hygrocybe laeta</i> (Pers. : Fr.) Kummer
<i>Hygrocybe laeta</i> f. <i>pseudopsittacina</i> M. Bon
<i>Hygrocybe marchii</i> (Bresadola) F.H. Møller
<i>Hygrocybe miniata</i> (Fr. : Fr.) Kummer
<i>Hygrocybe mucronella</i> (Fr.) P. Karsten
<i>Hygrocybe obrussea</i> (Fr. : Fr.) Wünsche
<i>Hygrocybe olivaceonigra</i> (P.D. Orton) Moser
<i>Hygrocybe ortoniana</i> M. Bon
<i>Hygrocybe paraceracea</i> M. Bon
<i>Hygrocybe parvula</i> (Peck) Pegler
<i>Hygrocybe perplexa</i> (A.H. Smith & Hesler) Arnolds
<i>Hygrocybe persistens</i> (Britzelmayr) Singer
<i>Hygrocybe persistens</i> var. <i>langei</i> (Kühner) M. Bon
<i>Hygrocybe pseudoconica</i> J.E. Lange
<i>Hygrocybe pseudocuspidata</i> Kühn.
<i>Hygrocybe psittacina</i> (J.C. Sch. : Fr.) Kummer
<i>Hygrocybe quieta</i> (Kühner) Singer
<i>Hygrocybe reae</i> (R. Maire) J.E. Lange
<i>Hygrocybe reidii</i> Kühner
<i>Hygrocybe riparia</i> var. <i>conicopalustris</i> (M. Bon) M. Bon
<i>Hygrocybe subglobispora</i> (P.D. Orton) Moser
<i>Hygrocybe subglobispora</i> var. <i>aurantiorubra</i> Arnolds
<i>Hygrocybe substrangulata</i> (P.D. Orton) P.D. Orton & Watling
<i>Hygrocybe turunda</i> (Fr. : Fr.) P. Karsten
<i>Hygrocybe unguinosa</i> (Fr. : Fr.) P. Karsten
<i>Hygrocybe vitellina</i> (Fr.) P. Karsten

Catégorie C : Espèces nitratoclines à nitratophiles (favorisées par des doses de nitrates modérées à importantes)

Nom scientifique des espèces
<i>Abortiporus biennis</i> (Bull. : Fr.) Singer
<i>Agaricus arvensis</i> J.C. Sch. : Fr.
<i>Agaricus benesii</i> (Pilát) Singer
<i>Agaricus bisporus</i> (J.E. Lange) Imbach
<i>Agaricus bisporus</i> var. <i>albidus</i> (J.E. Lange) Singer
<i>Agaricus bitorquis</i> (Quélet) Saccardo
<i>Agaricus bitorquis</i> var. <i>validus</i> (F.H. Møller) M. Bon & Cappelli

<i>Agaricus bresadolanus</i> Bohus
<i>Agaricus campestris</i> L. : Fr.
<i>Agaricus campestris</i> var. <i>equestris</i> (F.H. Møller) Pilát
<i>Agaricus moelleri</i> Wasser
<i>Agaricus osecanus</i> Pilát
<i>Agaricus spissicaulis</i> F.H. Møller
<i>Agaricus subfloccosus</i> (J.E. Lange) J. Hlaváček
<i>Agaricus subperonatus</i> (J.E. Lange) Singer
<i>Agaricus xanthoderma</i> Genevier
<i>Agaricus xanthoderma</i> var. <i>griseus</i> (A. Pearson) M. Bon & Cappelli
<i>Agaricus xanthoderma</i> var. <i>lepiotoides</i> R. Maire
<i>Agaricus xanthoderma</i> var. <i>meleagrioides</i> (A. Pearson) M. Bon & Cappelli
<i>Arrhenia griseopallida</i> (Desmazières : Fr.) Watling
<i>Bolbitius coprophilus</i> (Peck) Hongo
<i>Bolbitius titubans</i> (Bull. : Fr.) Fr.
<i>Bolbitius titubans</i> var. <i>vitellinus</i> (Pers. : Fr.) Courtecuisse
<i>Bolbitius variicolor</i> G.F. Atkinson
<i>Chlorophyllum brunneum</i> (Farlow & Burt) Vellinga
<i>Clathrus ruber</i> [Micheli] : Pers.
<i>Clitocybe agrestis</i> Harmaja
<i>Clitocybe candicans</i> (Pers. : Fr.) Kummer
<i>Clitocybe collina</i> (Velenovsky) Klán
<i>Clitocybe dealbata</i> (Sow. : Fr.) Kummer
<i>Clitocybe dealbata</i> var. <i>augeana</i> (Montagne) Raitelhuber
<i>Clitocybe dealbata</i> var. <i>minor</i> (Cooke) Rea
<i>Clitocybe graminicola</i> M. Bon
<i>Clitocybe gyrans</i> (Fr.) Fr.
<i>Clitocybe nitrophila</i> M. Bon
<i>Clitocybe sinopica</i> (Fr. : Fr.) Kummer
<i>Conocybe apala</i> (Fr. : Fr.) Arnolds
<i>Conocybe fuscimarginata</i> (Murrill) Singer
<i>Conocybe leucopus</i> Kühner & Watling
<i>Conocybe rickenii</i> (J. Schäffer) Kühner
<i>Conocybe tenera</i> (J.C. Sch. : Fr.) Fayod
<i>Conocybe velutipes</i> (Velenovsky) Hausknecht & Svrček
<i>Coprinus atramentarius</i> (Bull. : Fr.) Fr.
<i>Coprinus bisporus</i> J.E. Lange
<i>Coprinus cinereus</i> (J.C. Sch. : Fr.) S.F. Gray
<i>Coprinus comatus</i> (O.F. Müller : Fr.)
<i>Coprinus macrocephalus</i> (Berk.) Berk.
<i>Coprinus niveus</i> (Pers. : Fr.) Fr.
<i>Coprinus phlyctidosporus</i> Romagnesi
<i>Coprinus velaris</i> Fr.
<i>Cystolepiota adulterina</i> (F.H. Møller) M. Bon
<i>Cystolepiota adulterina</i> var. <i>subadulterina</i> (M. Bon) M. Bon
<i>Cystolepiota bucknallii</i> (Berk. & Br.) Singer & Cléménçon
<i>Cystolepiota hetieri</i> (Boudier) Singer
<i>Cystolepiota moelleri</i> Knudsen

<i>Cystolepiota seminuda</i> (Lasch) M. Bon
<i>Disciotis venosa</i> (Pers. : Fr.) Arnould
<i>Echinoderma asperum</i> (Pers. : Fr.) M. Bon
<i>Echinoderma friesii</i> (Lasch) M. Bon
<i>Echinoderma jacobii</i> (Vellinga & Knudsen) Rald, Heilmann-Clausen & C. Lange
<i>Entoloma icterinum</i> (Fr. : Fr.) Moser
<i>Entoloma incarnatofuscescens</i> (Britzelmayr) Noordeloos
<i>Entoloma juncinum</i> (Kühner & Romagnesi) Noordeloos
<i>Gastrum fornicatum</i> (Huds.) Hooker
<i>Gastrum striatum</i> de Candolle
<i>Hebeloma leucosarx</i> P.D. Orton
<i>Inocybe cincinnata</i> (Fr. : Fr.) Quélet
<i>Inocybe maculata</i> Boudier
<i>Lacrymaria lacrymabunda</i> (Bull. : Fr.) Patouillard
<i>Langermannia gigantea</i> (Batsch : Pers.) Rostkovius
<i>Lepiota acerina</i> Peck
<i>Lepiota cristata</i> (Bolt. : Fr.) Kummer
<i>Lepiota grangei</i> (Eyre) Kühner
<i>Lepiota josserandii</i> M. Bon & Boiffard
<i>Lepiota latispora</i> (Wasser) M. Bon
<i>Lepiota lilacea</i> Bresadola
<i>Lepiota pseudohelveola</i> Hora
<i>Lepiota pseudolilacea</i> Huijsman
<i>Lepiota subgracilis</i> Wasser
<i>Lepiota subincarnata</i> J.E. Lange
<i>Lepiota sublaevigata</i> Bon & Boiffard
<i>Lepista caespitosa</i> (Bresadola) Singer
<i>Lepista glaucocana</i> (Bresadola) Singer
<i>Lepista irina</i> (Fr.) Bigelow
<i>Lepista multiformis</i> (Romell) G. Gulden
<i>Lepista nebularis</i> var. <i>stenophylla</i> (P. Karsten) M. Bon
<i>Lepista nuda</i> (Bull. : Fr.) Cooke
<i>Lepista panaeolus</i> (Fr.) P. Karsten
<i>Lepista panaeolus</i> var. <i>nimbata</i> (Batsch : Fr.) M. Bon
<i>Lepista personata</i> (Fr. : Fr.) Cooke
<i>Lepista sordida</i> (Schum. : Fr.) Singer
<i>Leucoagaricus badhamii</i> (Berk. & Br.) Locquin
<i>Leucoagaricus bresadolae</i> (Schulzer von Muggenburg) M. Bon
<i>Leucoagaricus cinerascens</i> (Quélet) M. Bon & Boiffard
<i>Leucoagaricus cinereolilacinus</i> (Barbier) M. Bon & Boiffard
<i>Leucoagaricus holosericeus</i> (Gillet) Moser
<i>Leucoagaricus leucothites</i> (Vittadini) Nasser
<i>Leucoagaricus subcretaceus</i> M. Bon
<i>Leucoagaricus sublittoralis</i> (Kühner ex Hora) Singer
<i>Leucocoprinus cepistipes</i> (Sow. : Fr.) Patouillard
<i>Leucocoprinus cretatus</i> Lanzoni
<i>Leucopaxillus giganteus</i> (Leysser : Fr.) Singer
<i>Lyophyllum fumosum</i> (Pers. : Fr.) P.D. Orton

<i>Macrocystidia cucumis</i> (Pers. : Fr.) Josserand
<i>Marasmius oreades</i> (Bolt. : Fr.) Fr.
<i>Melanogaster broomeianus</i> Berk.
<i>Melanoleuca brevipes</i> (Bull. : Fr.) Patouillard
<i>Melanoleuca kuehneri</i> Bon
<i>Melanoleuca polioleuca</i> (Fr.) Kühner & Maire
<i>Melanophyllum eyrei</i> (Masse) Singer
<i>Melanophyllum haematospermum</i> (Bull. : Fr.) Kreisel
<i>Meotomyces dissimulans</i> (Berk. & Br.) Vizzini
<i>Mitrophora semilibera</i> f. <i>acuta</i> (Velen.) Svrcek
<i>Morchella costata</i> (Vent.) Pers.
<i>Morchella gigas</i> (Batsch : Fr.) Pers.
<i>Morchella tridentina</i> Bres.
<i>Omphalina pyxidata</i> (Bull. : Fr.) Quélet
<i>Panaeolus ater</i> (J.E. Lange) M. Bon
<i>Panaeolus campanulatus</i> (Kummer) Quélet
<i>Panaeolus cinctulus</i> (Bolt.) Saccardo
<i>Panaeolus fimicola</i> (Pers. : Fr.) Quélet
<i>Panaeolus olivaceus</i> F.H. Møller
<i>Panaeolus papillonaceus</i> (Bull. : Fr.) Quélet
<i>Panaeolus phalaenarum</i> (Fr.) Quélet
<i>Panaeolus retirugis</i> (Fr.) Gillet
<i>Panaeolus semiovatus</i> (Sow. : Fr.) Lundell & Nannfeldt
<i>Panaeolus sphinctrinus</i> (Fr.) Quélet
<i>Pholiotina filaris</i> (Fr.) Fayod
<i>Pholiotina hadrocystis</i> (Kits van Waveren) Courtecuisse
<i>Pholiotina pygmaeoaffinis</i> (Fr.) Singer
<i>Psathyrella candolleana</i> (Fr. : Fr.) Maire
<i>Psathyrella conopilus</i> (Fr. : Fr.) Pearson & Dennis
<i>Psathyrella corrugis</i> f. <i>gracilis</i> (Pers. : Fr.) Enderle
<i>Psathyrella leucotephra</i> (Berk. & Br.) Orton
<i>Psathyrella multipedata</i> (Peck) Smith
<i>Psathyrella pseudogracilis</i> (Romagnesi) Nathorst-Windahl
<i>Psathyrella tephrophylla</i> (Romagnesi) Romagnesi
<i>Psilocybe coprophila</i> (Bull. : Fr.) Kummer
<i>Psilocybe fimetaria</i> (P.D. Orton) Watling
<i>Psilocybe luteonitens</i> (Vahl : Fr.) Parker-Rhodes
<i>Psilocybe subcoprophila</i> (Britzelmayr) Saccardo
<i>Rhodocybe popinalis</i> (Fr. : Fr.) Singer
<i>Stropharia rugosoannulata</i> Farlow
<i>Tricholomella constricta</i> (Fr. : Fr.) Kalamees
<i>Tricholomella leucocephala</i> (Bull. : Fr.) M. Bon
<i>Vascellum pratense</i> (Pers. : Pers.) Kreisel
<i>Volvariella gloiocephala</i> (de Candolle : Fr.) Boekhout & Enderle

Annexe 7 :

Fiche de détermination type pour les Basidiomycètes

Leg :

Nom du descripteur :

Commune :

Lieu dit du prélèvement :

Coordonnées :

Date :

Milieu et espèce d'arbre à proximité :

Taille de la récolte, maturité, sociabilité :

Numéro de photos :

Numéro d'exsiccata :

Description macroscopique :

Mensurations diamètre et hauteur :

Chapeau

Forme du chapeau :

Marge du chapeau :

Surface du chapeau :

Goût cuticule :

^aCouleur dessus, ^bsous cuticule, ^cfrottement et ^dréactif :

Présence lame(L)/lamelle(l)/lamellule(i) :

Hyménophore

Insertion au stipe et texture :

Forme en vue de coupe :

Épaisseur et écartement :

Forme et couleur des l'arrêtes :

Type de maturation :

Couleur :

Goût et odeur :

Mensurations diamètre et hauteur :

Insertion du stipe et texture :

Stipe

Forme générale et de la base :

Ornementation :

Section transversale et longitudinale :

Odeur :

^aCouleur dessus, ^bdedans, ^cfrottement et ^dréactif :

Voile

Voile partiel :

Voile générale :

Texture ^achapeau, ^bstipe :

Réaction ^acoupe, ^bfrottement, ^créactif :

Chair

Couleur ^achapeau, ^bstipe :

Mycélium ^acouleur, ^bréaction, ^cforme

Légende du schéma :

cu = cuticule, cey = cheilocystides, cpy = pleurocystides, cay = caulocystides,
ba = basides, sp = spores.

Description microscopique :

^{cu}Cuticule

Milieu d'examen :

Tailles des hyphes :

Type de structure :

Forme et particularité :

^{cey}Cystides

Cheilocystide

Milieu d'examen :

Tailles :

Forme et particularité :

^{cpy}Cystides

Pleurocystide

Milieu d'examen :

Tailles :

Forme et particularité :

^{cay}Cystides

Caulocystide

Milieu d'examen :

Tailles :

Forme et particularité :

^{ba}Basides

Milieu d'examen :

Tailles :

Forme et particularité :

^{sp}Spores

Milieu d'examen :

Tailles :

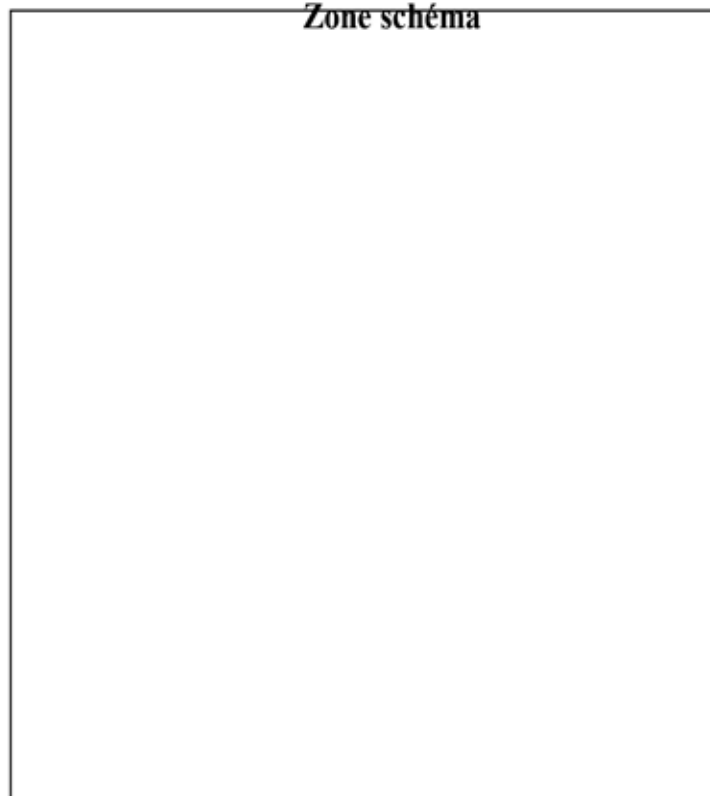
Forme et particularité :

Ornementation :

Détermination :

Photos :

Zone schéma



Annexe 8 :

Fiche de détermination type pour les Ascomycètes

Leg :
 Nom du descripteur :
 Commune :
 Lieu-dit du prélèvement :
 Coordonnées :
 Date :
 Milieu et espèces d'arbres à proximité :

Support (type, espèce) et mycosociologie :

Résistance à la sécheresse :
 Taille de la récolte, maturité :

Numéro de photos :
 Numéro d'exsiccata :

Description macroscopique :

Description, forme, et évolution avec la maturation :
 Type de développement :
 Mensurations :
 Texture de la chair :
 Couleur hyménium, surface externe :
 Odeur, Présence de « lait » :

Description microscopique :

Dimension :
 Forme et couleur,
 Ornementation :
 Contenu :
 Chimie :

Type (operculé...) :
 Dimension :
 Forme et forme de la base :
 Réaction à l'iode :
 Chimie :

Dimension, forme :
 Cloisons, Contenu :
 Dépassement :
 Couleur :
 Périphyses :
 Chimie :

Couleur, contenu :
 Forme, dimensions, parois :
 Chimie (iode) :
 Epaisseur :

Epaisseur globale :
 Structuration :

Texture :
 Cellules :
 Epaisseur :
 Chimie (iode) :

Texture :
 Cellules :
 Epaisseur :
 Chimie (iode) :

Autres (inclusions réfringentes, cristaux, pigments) :

Bibliographie :

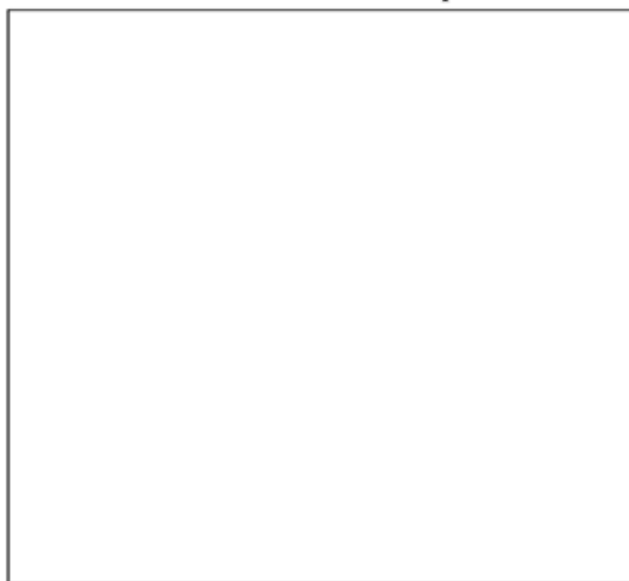
Discussions/validation avec :

Détermination :

Zone schéma macroscopie



Zone schéma microscopie



Légende du schéma :

sp = spores, as = asques, pa = paraphyses, ch = chair, po = poils, em = medulla, ec = ectal

Annexe 9 :

Étiquette pour l'identification et le stockage d'exsiccata

Légataire : ☐ photos Det : ☐ Fiche descriptive Confirmateur : Num. Exsic. et date Habitat : Hôte : Site : Taxon : Commentaire :	Légataire : ☐ photos Det : ☐ Fiche descriptive Confirmateur : Num. Exsic. et date Habitat : Hôte : Site : Taxon : Commentaire :
Légataire : ☐ photos Det : ☐ Fiche descriptive Confirmateur : Num. Exsic. et date Habitat : Hôte : Site : Taxon : Commentaire :	Légataire : ☐ photos Det : ☐ Fiche descriptive Confirmateur : Num. Exsic. et date Habitat : Hôte : Site : Taxon : Commentaire :
Légataire : ☐ photos Det : ☐ Fiche descriptive Confirmateur : Num. Exsic. et date Habitat : Hôte : Site : Taxon : Commentaire :	Légataire : ☐ photos Det : ☐ Fiche descriptive Confirmateur : Num. Exsic. et date Habitat : Hôte : Site : Taxon : Commentaire :
Légataire : ☐ photos Det : ☐ Fiche descriptive Confirmateur : Num. Exsic. et date Habitat : Hôte : Site : Taxon : Commentaire :	Légataire : ☐ photos Det : ☐ Fiche descriptive Confirmateur : Num. Exsic. et date Habitat : Hôte : Site : Taxon : Commentaire :
Légataire : ☐ photos Det : ☐ Fiche descriptive Confirmateur : Num. Exsic. et date Habitat : Hôte : Site : Taxon : Commentaire :	Légataire : ☐ photos Det : ☐ Fiche descriptive Confirmateur : Num. Exsic. et date Habitat : Hôte : Site : Taxon : Commentaire :

Annexe 10 :

Étiquette de terrain pour la collecte d'échantillons individualisés à déterminer

Légataire : Lieu : Date : Goût : Couleur : Arôme : Habitat : Hôte : Groupe supposé :	Légataire : Lieu : Date : Goût : Couleur : Arôme : Habitat : Hôte : Groupe supposé :	Légataire : Lieu : Date : Goût : Couleur : Arôme : Habitat : Hôte : Groupe supposé :	Légataire : Lieu : Date : Goût : Couleur : Arôme : Habitat : Hôte : Groupe supposé :
Légataire : Lieu : Date : Goût : Couleur : Arôme : Habitat : Hôte : Groupe supposé :	Légataire : Lieu : Date : Goût : Couleur : Arôme : Habitat : Hôte : Groupe supposé :	Légataire : Lieu : Date : Goût : Couleur : Arôme : Habitat : Hôte : Groupe supposé :	Légataire : Lieu : Date : Goût : Couleur : Arôme : Habitat : Hôte : Groupe supposé :
Légataire : Lieu : Date : Goût : Couleur : Arôme : Habitat : Hôte : Groupe supposé :	Légataire : Lieu : Date : Goût : Couleur : Arôme : Habitat : Hôte : Groupe supposé :	Légataire : Lieu : Date : Goût : Couleur : Arôme : Habitat : Hôte : Groupe supposé :	Légataire : Lieu : Date : Goût : Couleur : Arôme : Habitat : Hôte : Groupe supposé :
Légataire : Lieu : Date : Goût : Couleur : Arôme : Habitat : Hôte : Groupe supposé :	Légataire : Lieu : Date : Goût : Couleur : Arôme : Habitat : Hôte : Groupe supposé :	Légataire : Lieu : Date : Goût : Couleur : Arôme : Habitat : Hôte : Groupe supposé :	Légataire : Lieu : Date : Goût : Couleur : Arôme : Habitat : Hôte : Groupe supposé :
Légataire : Lieu : Date : Goût : Couleur : Arôme : Habitat : Hôte : Groupe supposé :	Légataire : Lieu : Date : Goût : Couleur : Arôme : Habitat : Hôte : Groupe supposé :	Légataire : Lieu : Date : Goût : Couleur : Arôme : Habitat : Hôte : Groupe supposé :	Légataire : Lieu : Date : Goût : Couleur : Arôme : Habitat : Hôte : Groupe supposé :
Légataire : Lieu : Date : Goût : Couleur : Arôme : Habitat : Hôte : Groupe supposé :	Légataire : Lieu : Date : Goût : Couleur : Arôme : Habitat : Hôte : Groupe supposé :	Légataire : Lieu : Date : Goût : Couleur : Arôme : Habitat : Hôte : Groupe supposé :	Légataire : Lieu : Date : Goût : Couleur : Arôme : Habitat : Hôte : Groupe supposé :

Annexe 11 :

Publications dépouillées dans le cadre de l'outil CBNPMP sur la naturalité forestière

- Abrego N., Christensen M., Bässler C., Ainsworth A.M. & Heilmann-Clausen J. 2017. Understanding the distribution of wood-inhabiting fungi in European beech reserves from species-specific habitat models. *Fungal Ecology* 27:168-174.
- Adamčík S., Aude E., Bässler C., Christensen M., Heilmann-Clausen J., Holec J., Jančovičová S., Kunca V., Lackovičová A., Lüth M. & Ódor P. 2016. Fungi and lichens recorded during the Cryptogam Symposium on Natural Beech Forests, Slovakia 2011. *Czech Mycology* 68:1-40.
- Adamčík S., Christensen M., Heilmann-Clausen J. & Walley R. 2007. Fungal diversity in the Poloniny National Park with emphasis on indicator species of conservation value of beech forests in Europe. *Czech Mycology* 59(1): 67-81.
- Ainsworth M. 2004. Developing tools for assessing fungal interest in habitats 1: beech woodland saprotrophs. *English Nature Research Reports* 597, 75 p.
- Arnstadt T., Hoppe B., Kahl T., Kellner H., Krüger D., Bauhus J. & Hofrichter M. 2016. Dynamics of fungal community composition, decomposition and resulting deadwood properties in logs of *Fagus sylvatica*, *Picea abies* and *Pinus sylvestris*. *Forest Ecology and Management* 382:129-142.
- Bader P., Jansson S. & Jonsson B. 1995. Wood-inhabiting fungi and substratum decline in selectively logged boreal spruce forests. *Biological Conservation* 72:355-362.
- Baldrian P., Zrůstová P., Tláškal V., Davidová A., Merhautová V. & Vrška T. 2016. Fungi associated with decomposing deadwood in a natural beech-dominated forest. *Fungal Ecology* 23:109-122.
- Berglund H. & Jonsson B. 2003. Nested plant and fungal communities ; the importance of area and habitat quality in maximizing species capture in boreal old-growth forests. *Biological Conservation* 112:319-328.
- Blaschke M., Helfer W., Ostrow H., Hahn C., Loy H., Bußler H. & Krieglsteiner L. 2009. Naturnähezeiger. Holz bewohnende Pilze als Indikatoren für Strukturqualität im Wald [Indicators of nature value. Wood-inhabiting fungi as indicators of structural quality in forests.] *Natur und Landschaft* 84:560-566.
- Boddy L., Crockatt M.E. & Ainsworth A.M. 2011. Ecology of *Hericium cirrhatum*, *H. coralloides* and *H. erinaceus* in the UK. *Fungal Ecology* 4:163-173.
- Branton M. & Richardson J. 2011. Assessing the Value of the Umbrella-Species Concept for Conservation Planning with Meta-Analysis. *Conservation biology* 25:9-20.
- Christensen M., Emborg J., Hahn K., Mountford E.P., Ódor P., Standovár T., Rozenberger D., Diaci J., Wijdeven P., Meyer P., Winter S., Vrška T., Heilmann-Clausen J., Walley R. & Adamčík S. 2005. Wood-inhabiting fungi as indicators of nature value in European beech forests. *Monitoring and Indicators of Forest Biodiversity in Europe-from Ideas to Operationality*. EFI Proceedings 51:229-237.
- Christensen M., Hahn K., Mountford E.P., Ódor P., Standovár T., Rozenberger D., Diaci J., Wijdeven S., Meyer P., Winter S. & Vrska T. 2005. Dead wood in European beech (*Fagus sylvatica*) forest reserves. *Forest Ecology and Management* 210:267-282.
- Dahlberg A. & Croneborg H. 2006. The 33 Threatened Fungi in Europe. Council of Europe. *Nature and Environnement* 136. 132 p.
- Dodelin B., Rivoire B. & André J. 2011. Biodiversité liée aux bois morts en forêt alluviale : bois morts, champignons lignicoles et coléoptères associés sur l'île de la Table Ronde (Smiril). *Compte rendu d'étude de décembre 2011 pour le SMIRIL*. 55 p.
- Dvořák D., Vašutová M., Hofmeister J., Beran M., Hošek J., Běťák J., Burel J. & Deckerová H. 2017. Macrofungal diversity patterns in central European forests affirm the key importance of old-growth forests. *Fungal Ecology* 27:145-154.
- Andersson L. & Rimvydas K. 2002. Pilot Woodland Key Habitat Inventory in Lithuania – Final report. Forest Department, Ministry of Environment, Lithuania Regional Forestry Board of Östra Götaland, Sweden. 88p.
- Franzén I., Vasaitis R., Penttilä R. & Stenlid J. 2007. Population genetics of the wood-decay fungus *Phlebia centrifuga* P. Karst. in fragmented and continuous habitats. *Molecular Ecology* 16:3326-3333.
- Halme P., Kotiaho J.S., Ylisirniö A.-L., Hottola J., Junninen K., Kouki J., Lindgren M., Mönkkönen M., Penttilä R., Renvall P., Siitonen J. & Similä M. 2009. Perennial polypores as indicators of annual and red-listed polypores. *Ecological Indicators* 9:256-266.
- Halme P., Ódor P., Christensen M., Piltaver A., Veerkamp M., Walley R., Siller I. & Heilmann-Clausen J. 2013. The effects of habitat degradation on metacommunity structure of wood-inhabiting fungi in European beech forests. *Biological Conservation* 168:24-30.
- Halme P., Holec J. & Heilmann-Clausen J. 2017. The history and future of fungi as biodiversity surrogates in forests. *Fungal Ecology* 27:193-201.
- Heilmann-Clausen J. 2001. A gradient analysis of communities of macrofungi and slime moulds on decaying beech logs. *Mycological Research* 105:575-596.
- Heilmann-Clausen J. & Christensen M. 2003. Fungal diversity on decaying beech logs - Implications for sustainable forestry. *Biodiversity and Conservation* 12:953-973.
- Heilmann-Clausen J. 2003. Wood-inhabiting Fungi in Danish Deciduous Forests - Diversity, Habitat Preferences and Conservation. PhD. D.O.I.10.13140/RG.2.2.25489.74089.
- Heilmann-Clausen J. & Christensen M. 2004. Does size matter ? On the importance of various dead wood fractions for fungal diversity in Danish beech forests. *Forest Ecology and Management* 201(1):105-117.

- Heilmann-Clausen J., Aude E. & Christensen M. 2005. Cryptogam communities on decaying deciduous wood - Does tree species diversity matter ? *Biodiversity and Conservation* 14(9):2061-2078.
- Heilmann-Clausen J. & Christensen M. 2005. Wood-inhabiting macrofungi in Danish beech-forests – conflicting diversity patterns and their implications in a conservation perspective. *Biological Conservation* 122(4): 633-642.
- Heilmann-Clausen J. & Walley R. 2007. Some records of wood-inhabiting fungi on *Fagus sylvatica* in Northern Spain. *Revista Catalana de Micologia* 29:67-80.
- Heilmann-Clausen J. & Boddy L. 2008. Distribution patterns of wood-decay basidiomycetes at the landscape to global scale. *British Mycological Society Symposia Series* 28:263-275.
- Heilmann-Clausen J., Barron E.S., Boddy L., Dahlberg A., Griffith G.W., Nordén J., Ovaskainen O., Perini C., Senn-Irlet B. & Halme P. 2015. A fungal perspective on conservation biology: Fungi and Conservation Biology. *Conservation Biology* 29:61-68.
- Heilmann-Clausen J., Adamcik S., Bässler C., Halme P., Krisai-Greilhuber I. & Holec J. 2017. State of the art and future directions for mycological research in old-growth forests. *Fungal Ecology*. <http://dx.doi.org/10.1016/j.funeco.2016.12.005>
- Holec J., Kříž M., Beran M. & Kolařík M. 2015. *Chromosera cyanophylla* (Basidiomycota, Agaricales) – a rare fungus of Central European old-growth forests and its habitat preferences in Europe. *Nova Hedwigia* 100:189-204.
- Jokela J., Juutilainen K., Korpela L., Kouki J., Kuntsi S., Koivula M. & Siitonen J. 2018. Cross-taxon congruence and relationships to stand characteristics of vascular plants, bryophytes, polyporous fungi and beetles in mature managed boreal forests. *Ecological Indicators* 85:137-145.
- Jonsson B., Kruys N., Ranius T. & Kruys B. 2005. Ecology of species living on dead wood - Lessons for dead wood management. *Silva Fennica* 39(2):289-309.
- Juutinen A., Mönkkönen M. & Sippola A.-L. 2006. Cost-Efficiency of Decaying Wood as a Surrogate for Overall Species Richness in Boreal Forests. *Conservation Biology* 20:74-84.
- Küffer N., Gillet F., Senn-Irlet B., Job D. & Aragno M. 2008. Ecological determinants of fungal diversity on dead wood in European forests. *Fungal Diversity* 30:83-95.
- Lindhe A. 2004. Conservation through management — cut wood as substrate for saproxylic organisms. Doctoral thesis, Swedish University of Agricultural Sciences, Uppsala, Sweden.
- Łuszczyński J. 2003. Relict Fungi of primeval forests in the DwiDtokrzyskie mountains (Central Poland). *Botanica Lithuanica* 9(3):243-251.
- Niemelä T., Wallenius T. & Kotiranta H. 2002. The kelo tree, a vanishing substrate of specified wood-inhabiting fungi. *Polish Botanical Journal* 47:91-101.
- Nilsson S.G., Niklasson M., Hedin J., Aronsson G., Jerzy M.G., Linder P., Ljungberg H., Mikusiński G. & Ranius T. 2002. Densities of large living and dead trees in old-growth temperate and boreal forests. *Forest Ecology and Management* 178:355-370.
- Nitare J. 2000. Signalarter. Indikatorer på skyddsvärd skog. *Flora över kryptogamer*, vol. 2.
- Nordén B. & Paltto H. 2001. Wood-decay fungi in hazel wood : species richness correlated to stand age and dead wood features. *Biological Conservation* 101:1-8.
- Nordén B. & Appelqvist T. 2001. Conceptual problems of Ecological Continuity and its bioindicators. *Biodiversity and Conservation* 10:779-791.
- Nordén B., Ryberg M., Götmark F. & Olausson B. 2004. Relative importance of coarse and fine woody debris for the diversity of wood-inhabiting fungi in temperate broadleaf forests. *Biological Conservation* 117:1-10.
- Parfitt D., Hunt J., Dockrell D., Rogers H.J. & Boddy L. 2010. Do all trees carry the seeds of their own destruction ? PCR reveals numerous wood decay fungi latently present in sapwood of a wide range of angiosperm trees. *Fungal Ecology* 3:338-346.
- Parmasto E. & Parmasto I. 1997. Lignicolous Aphyllophorales of old and primeval forests in Estonia. 1. The forests of northern Central Estonia with a preliminary list of indicator species. *Folia Cryptogamica Estonica* 31:38-45.
- Rajala T., Tuomivirta T., Pennanen T. & Mäkipää R. 2015. Habitat models of wood-inhabiting fungi along a decay gradient of Norway spruce logs. *Fungal Ecology* 18:48-55.
- Renvall P. 1995. Community structure and dynamics of wood-rotting Basidiomycetes on decomposing conifer trunks in northern Finland. *Karstenia* 35:1-51.
- Rivoire B., Gannaz M., Pirlot J.M. & Sellier Y. 2017. *Piptoporus soloniensis* (Dubois) Pilát, un polypore devenu rare en France ; mise au point taxinomique sur le genre *Piptoporus* P. Karst. *Bull. mens. Soc. linn. Lyon* 86(7-8) : 189-204.
- Rolstad J., Sætersdal M., Gjerde I. & Storaunet K.O. 2004. Wood-decaying fungi in boreal forest : are species richness and abundances influenced by small-scale spatiotemporal distribution of dead wood ? *Biological Conservation* 117:539-555.
- Ryvarden L. & Melo I. 2017. *Poroid fungi of Europe*, 2nd Edition. Ed. *Fungiflora*, 430 p.
- Stokland J. & Kauserud H. 2004. *Phellinus nigrolimitatus* - a wood-decomposing fungus highly influenced by forestry. *Forest Ecology and Management* 187:333-343.
- Tortič M. 1998. An attempt to a list of indicator fungi (Aphyllophorales) for old forests of beech and fir in former Yugoslavia. *Folia Cryptog. Estonica* 33:139-146.
- Vampola P. & Vlasak J. 2012. *Rigidoporus pouzarii*, a new polypore species related to *Rigidoporus crocatus*. *Czech Mycol.* 64:3-11.
- Winter S., Flade M., Schumacher H., Kerstan E. & Möller G. 2005. The importance of near natural stand structures for the biocoenosis of lowland beech forests. *For. Snow Landsc. Res.* 79(1):127-144.

Etude fongique

Département : Commune : Lieu :

Placette : GPS : Habitat :

Mode de gestion : **Date :** **Surface :**

Noms des prospecteurs : Déterminateur(s) :

Temps passé :Pourcentage du site parcouru :Précision zone parcourue :

.....

[illegible]

Annexe 13 :

Fiche de relevé de protocole CHEGD

Fiche d'inventaire des champignons des pelouses anciennes, fourrés, landes

Département : Commune : Lieu : Placette :

GPS : Habitat : Mode de gestion : Surface :

Date : Déterminateur(s) : Précision zone parcourue :

Nombre de prospecteurs : Temps passé : Pourcentage du site parcouru :

HYGROPHORACEAE	☐ <i>irrigata</i>	☐ <i>phaeopodium</i>	☐ <i>argillacea</i>	☐ <i>luteo-ochracea</i>
Hygrocybe	☐ <i>konradii</i>	☐ <i>pragensis</i>	☐ <i>asperulospora</i>	☐ <i>minutula</i>
(Cuphophyllus)	☐ <i>laeta</i>	☐ <i>pseudocuneifolium</i>	☐ <i>asterospora</i>	☐ <i>pulchella</i>
☐ <i>berkeleyi</i> / <i>borealis</i> /	☐ <i>lepta</i>		☐ <i>atrobadia</i>	☐ <i>rufipes</i> (=clavuligera)
<i>ochraceopalida</i>	☐ <i>marchii</i>	☐ Floccularia straminea	☐ <i>atrofusca</i>	☐ <i>subkunzei</i>
☐ <i>canescens</i>	☐ <i>memoralis</i>		☐ <i>corbierei</i>	☐ <i>subtilis</i>
☐ <i>cereopalida</i>	☐ <i>miniata</i> / <i>calciphila</i>	☐ Porpoloma	☐ <i>crosslandii</i>	☐ <i>subumbrinella</i>
☐ <i>cinereus</i>	☐ <i>mucronella</i> / <i>reae</i>	☐ <i>metapodium</i>	☐ <i>fragilis</i> (=vermicularis)	☐ <i>tenuicula</i> (=tenuiramosa)
☐ <i>colemaniana</i>	☐ <i>nitrata</i>	☐ <i>pescaprae</i>	☐ <i>fumosa</i>	
☐ <i>flavipes</i>	☐ <i>obrussea</i>		☐ <i>greletii</i>	☐ Clavicornora taxophila
☐ <i>fuscescens</i>	☐ <i>ortoniana</i>	☐ Pseudobaeospora	☐ <i>guileminii</i>	
☐ <i>lacinus</i>	☐ <i>ovina</i>	☐ <i>albidula</i>	☐ <i>incarnata</i>	GEOGLOSSACEAE
☐ <i>pratensis</i>	☐ <i>perplexa</i>	☐ <i>argentea</i>	☐ <i>kriegsteineri</i>	☐ Geoglossum
☐ <i>radiata</i>	☐ <i>persistens</i> / <i>langei</i> /	☐ <i>calcareo</i>	☐ <i>lithocras</i>	☐ <i>arenarium</i>
☐ <i>russoconicea</i>	<i>konradii</i> / <i>subglobispora</i>	☐ <i>celluloderma</i>	☐ <i>pullei</i> (=atroumbrina)	☐ <i>asaeptatum</i>
☐ <i>subradiata</i>	☐ <i>phaeococcinea</i>	☐ <i>cyanea</i>	☐ <i>purpurea</i>	☐ <i>barlae</i>
☐ <i>subviolascens</i>	☐ <i>psittacina</i>	☐ <i>dichroa</i>	☐ <i>rosea</i>	☐ <i>cookeianum</i>
☐ <i>virginea</i>	☐ <i>punicea</i>	☐ <i>ellipticospora</i>	☐ <i>stellifera</i>	☐ <i>elongatum</i>
☐ Hygrocybe	☐ <i>quieta</i>	☐ <i>laguncularis</i>	☐ <i>straminea</i> (=flavipes)	☐ <i>fallax</i>
☐ <i>autoconica</i>	☐ <i>reidii</i>	☐ <i>pallidifolia</i>	☐ <i>tenuipes</i>	☐ <i>glutinosum</i>
☐ <i>aurantiosplendens</i>	☐ <i>spadicea</i>	☐ <i>paulochroma</i>	☐ <i>zollingeri</i>	☐ <i>hakelieri</i>
☐ <i>calyptriformis</i>	☐ <i>splendidissima</i>	☐ <i>pillodii</i>	☐ Clavulinopsis	☐ <i>lineare</i>
☐ <i>ceracea</i> / <i>paraceracea</i>	☐ <i>subglospora</i>	☐ <i>pyrifer</i>	☐ <i>cineroides</i>	☐ <i>montanum</i>
☐ <i>chlorophana</i>	☐ <i>subpapillata</i>	CLAVARIACEAE	☐ <i>corniculata</i>	☐ <i>peckianum</i>
☐ <i>cinereifolia</i>	☐ <i>substrangulata</i>	☐ <i>Camaphyllopsis</i>	☐ <i>dichotoma</i>	☐ <i>simile</i>
☐ <i>citrinovirens</i> / <i>brevispora</i>	☐ <i>turunda</i>	☐ <i>atropuncta</i>	☐ <i>fragillima</i> (=luteoalba)	☐ <i>starbaeckii</i>
☐ <i>coccinea</i>	☐ <i>unguinosa</i>	☐ <i>atrovelutina</i>	☐ <i>fusiformis</i>	☐ <i>umbratile</i>
☐ <i>conica</i> / <i>chloroides</i> /	☐ <i>vitellina</i>	☐ <i>foetens</i>	☐ <i>helvola</i>	☐ <i>vleugelianum</i>
<i>pseudoconica</i> / <i>tristis</i> /	TRICHOLOMATACEAE	☐ <i>micacea</i>	☐ <i>laeticolor</i>	
<i>cinereifolia</i>	☐ Dermoloma	☐ <i>phaeophylla</i>	☐ <i>tenella</i>	☐ Microglossum
☐ <i>constrictospora</i>	☐ <i>atrocinereum</i>	☐ <i>phaeoxanthus</i>	☐ <i>umbrinella</i>	☐ <i>cyanobasis</i>
☐ <i>eurolavescens</i>	☐ <i>cuneifolium</i>	☐ <i>schulzeri</i>		☐ <i>fuscobubens</i>
☐ <i>fornicata</i>	☐ <i>cuneifolium</i> var. <i>punctipes</i>	☐ Clavaria	☐ Ramariopsis	☐ <i>griseoviride</i>
☐ <i>glutinipes</i> / <i>aurantioviscida</i>	☐ <i>fuscobrunneum</i>	☐ <i>acuta</i> (=falcata)	☐ <i>bispora</i>	☐ <i>nudipes</i>
☐ <i>subminutula</i> / <i>ortoniana</i>	☐ <i>hybridum</i>	☐ <i>aestivalis</i>	☐ <i>citrina</i>	☐ <i>olivaceum</i>
☐ <i>ingrata</i>	☐ <i>magicum</i>	☐ <i>affinis</i>	☐ <i>crocea</i>	☐ <i>rufescens</i>
☐ <i>insipida</i> / <i>minutula</i>	☐ <i>nitens</i> (= <i>hygrophorus</i>)	☐ <i>amoenoides</i>	☐ <i>kunzei</i>	☐ <i>viride</i>
☐ <i>intermedia</i>				

■ Thuemenidium ■ atropurpureum ■ Trichoglossum ■ hirsutum ■ octopartitum ■ tetrasporum ■ variabile ■ walteri	■ cruentatum ■ cyaneovindescens ■ exile ■ exile var. pyrospilum ■ farinasprellum ■ formosum ■ griseocyanum ■ griseorubidum ■ griseovindulum ■ hispidulum ■ huijsmanii ■ ianthinomeleagris ■ incanum ■ incarnatofuscescens ■ indutoides ■ insidiosum ■ insolitum ■ junipeninum ■ kevernii ■ lampropus ■ lividocyanulum ■ longistriatum ■ longistrium ■ microsporum ■ longistriatum ■ sarcitulum ■ melanochroum ■ mougeotii ■ mougeotii ■ fuscomarginatum ■ mutabilipes ■ neglectumpallens ■ nigroviolaceum ■ ochormicaceum ■ olivaceotinctum ■ olorum ■ parkensis	■ percardium ■ polipus ■ polipus var. discolor ■ polipus ■ parvisporigerum ■ politoflavipes ■ porphyroflabrum ■ prunicolor ■ pseudocoelestinum ■ pseudoturci ■ querquedula ■ rhynchocystidiatum ■ roseum ■ rufocarnum ■ sarcitum ■ scabropellis ■ sericellum ■ serrulatum ■ turci ■ variegale ■ violaceozonatum ■ weholtii ■ xanthochroum	■ conferendum ■ conocybescystis ■ cuboideum ■ enderlei ■ excentricum ■ excent. ■ porphyrocephalum ■ flocculosum ■ fridolfingense ■ fuscotomentosum ■ henrici ■ jubatum ■ korhonensis ■ lanicum ■ madidum ■ pallideradicatum ■ phlebodermum ■ plebeioides ■ pluteidermum ■ prunuloides ■ rancidodorum ■ retusum ■ rhombisporum ■ rhombisporum ■ floccipes ■ riedheimensis ■ rusticoides ■ undatum ■ valdeumbonatum ■ vinaceum ■ vinaceum var. fumosipes ■ vinaceum var. violeipes ■ vindobonense
■ Entoloma (Leptonia ss. l.) ■ alvarese ■ anatinum ■ armoricanum ■ asprellum ■ atrocoeruleum ■ beyeri ■ broesarpensis ■ brunneoserrulatum ■ caeisiocinctum ■ caeruleum ■ calaminare ■ carneogriseum ■ catalaunicum ■ chalybaeum ■ chalybaeum ■ lazulinum ■ chloropolium ■ cocles ■ coeruleoflocculosum ■ corvinum	■ Entoloma (Pouzarella) ■ strigosissimum ■ dysthales ■ dysthalooides ■ hirtum ■ romagnesii ■ pulvereum ■ foetidum ■ Entoloma (autres) ■ albogranulosum ■ bloxamii ■ brunneofossulosum ■ cancrinellum	■ sericeum ■ cinereopacuum ■ solstitialle ■ tibilocystidiatum ■ triste ■ undulatosporum ■ velenovskyi ■ ventricosum ■ verecundum ■ xanthocaulon	■ var.

Commentaires (espèces complémentaires) :

Annexe 14 :

Résultats pour différents sites CHEGD de référence en Europe

Publication	Site	Surface	Pays	1 visite / cumul	C	H	E	G	D	Total CHEGD
Rotheroe (1999)	Garn Ddyrys, Tumble		Pays de Galles	1 visite	1	17	0	4		22
Rotheroe (1999)	Hafold Estate		Pays de Galles	1 visite	1	15	0	0		16
Rotheroe (1999)	Carreg Cennen SSSI		Pays de Galles	1 visite	3	14	1	0		18
Rotheroe (1999)	Llanechaeron Estate (NT)		Pays de Galles	1 visite	4	13	4	1		22
Rotheroe (1999)	Garn Ddyrys, Tumble		Pays de Galles	cumul	3	28	0	5		36
Rotheroe (1999)	Hafold Estate		Pays de Galles	cumul	4	26	7	0		37
Rotheroe (1999)	Llanechaeron Estate (NT)		Pays de Galles	cumul	6	23	7	2		38
Rotheroe (1999)	Carreg Cennen SSSI		Pays de Galles	cumul	4	19	4	0		27
Griffith (2013)	Halkyn	771,8 ha	Pays de Galles	2	5	19	24	5	2	55
Griffith (2013)	Bryn Alyn	112,3 ha	Pays de Galles	2	4	16	16	5	1	42
Griffith (2013)	Somerton Farm	20,7 ha	Pays de Galles	2	12	15	8	4	1	40
Griffith (2013)	Gilfach Farm	84,7 ha	Pays de Galles	2	9	22	7	4	1	43
Griffith (2013)	Blaen Nedd	187 ha	Pays de Galles	2	6	25	11	4	1	47
Griffith (2013)	Gilwern Hill	81 ha	Pays de Galles	2	10	23	4	4	0	41
Griffith (2013)	Trawscoed	418ha	Pays de Galles	>20	15	34	21	3	0	78
Griffith (2013)	Mynydd Epynt	14568 ha	Pays de Galles	>20	10	33	12	7	0	64
Griffith (2013)	Longshaw Estate	280 ha	Angleterre	>20	11	30	26	7	0	74
Griffith (2013)	Alport	?	Angleterre	>20	10	30	20	6	0	67
Griffith (2013)	Moel Tryfan	15 ha	Pays de Galles	10	10	29	11	5	0	43
Griffith (2013)	St. Kilda (Hirta)	1500 ha	Écosse	?	7	27	32	3	1	70
Griffith (2013)	Hopetoun House	2 ha	Écosse	15	9	27	5	1	0	42
Griffith (2013)	Kindrogen	10 ha	Écosse	>20	6	26	27	2	3	66
Griffith (2013)	Kerridge Hill	?	Angleterre	9	7	26	10	0	0	43
Griffith (2013)	Crimsworth Dean	grand	Angleterre	>20	5	25	28	3	1	62
Mitchel (2006)	Tullycomman, Carran	?	Irlande	1?	0	11	1	0	0	12
Mitchel (2006)	Fanore dunes, Cahar valley, Cahemacnaghten	?	Irlande	1?	2	14	3	2	1	22
Mitchel (2006)	Carrickmacnaghten	?	Irlande	1?	1	10	2	0	0	13
Mitchel (2006)	Black Head	?	Irlande	1?	1	16	3	3	0	23
Mitchel (2006)	Turlough Hill	?	Irlande	1?	3	13	4	2	0	22
Mitchel (2006)	Fahee North, Doomore	?	Irlande	1?	0	16	2	2	0	20
Mclay (2009)	Hury reservoir	?	Angleterre	1	1	16	0	0	0	17
Sellier (2014)	Réserve naturelle nationale du Pinail (86)	2,5 ha	France	>20	4	10	13	1	0	28
Moyne (2006)	Courcelles-Les-Quingey (25)	?	France	?	18	26	11	11	8	74
Moingeon (2014)	Pelouse d'Ouhans(25)	9 ha	France	?	3	20	7	5	3	38
Gardiennet et Morant (com. pers. 2015)	Réserve naturelle nationale de la Combe Lavaux — Jean Roland (pelouse du Champ-Sement) (21)	4,6 ha	France	8	13	18	23	5	3	62
Corriol (2007)	Route de la Bouillante en forêt d'Orléans	0,5 ha	France	5	4	12	20	1	1	38
Corriol (com. Pers 2015)	Plateau de Payolle Vallon du ruisseau de la Prade (65)	1,5 ha	France	5	6	25	7	4	1	43
Montagne (com. pers. 2015)	Stade d'Antigny (86)	1,5 ha	France	1	8	11	3	3	2	27
Gatignol (com. pers. 2015)	Pelouse de Givray (86)	8 ha	France	>20	10	14	15	3	3	45

Annexe 15 :

Outil d'aide à l'identification des hygrocybes et espèces à confusion possible pour le diagnostic terrain

Cet outil a initialement été conçu dès 2008, pour diffuser au réseau de correspondants naturalistes du territoire de travail du Conservatoire botanique national des Pyrénées et de Midi-Pyrénées et ainsi attirer l'attention et dynamiser les observations effectuées sur ce groupe de bio-indicateurs, notamment dans la perspective de la publication d'une liste rouge régionale d'espèces menacées (www.cbnmpm.fr/listes-rouges/champignons). Ses essais d'utilisation sur le terrain ont conduit à des révisions en plusieurs versions successivement améliorées. La version 3.0 ci-dessous est la dernière en date d'octobre 2015.

À partir de 2014, il a été mobilisé plus officiellement, dans le cadre d'un projet partenarial sur l'amélioration des milieux secs (dont pelouses) de Midi-Pyrénées conduit par l'association Nature Midi-Pyrénées (<http://www.naturemp.org/-Milieux-secs-de-Midi-Pyrenees,149-.html>). Il a servi de support sur le terrain pour deux formations réalisées par le CBN des Pyrénées et de Midi-Pyrénées en octobre 2014 et octobre 2015, à destination des salariés et bénévoles impliqués dans le cadre de ce projet, sur une pelouse riche de 25 espèces d'Hygrocybes. Environ 25 naturalistes non mycologues ont ainsi été formés avec succès à l'utilisation de la clé (Figure 171), avec en fin de journée de formation un résultat de détermination très satisfaisant. Cette formation a aussi mis en évidence les difficultés d'utilisation initialement rencontrées par les débutants dans l'appréciation des caractères clés sur le terrain et la beaucoup plus grande efficacité de l'outil après une journée « d'étalonnage » encadré.

Plus qu'une clé de détermination, l'outil a été pensé dès le départ comme un instrument d'aide au diagnostic, notamment inspiré des travaux de bioévaluation qui ont été développés en Europe du Nord et qui sont largement repris dans le cadre de la présente note méthodologique.

Voir Clé d'orientation des Hygrocybes de pelouses sèches pour le diagnostic de terrain (Corriol 2014).



Figure 171 : Formation à l'identification des hygrocybes en octobre 2014, Hautes-Pyrénées © CBNPMP

Annexe 16 :

Fiche de présentation des mousses accompagnant régulièrement les champignons CHEGD

Rhytidiadelphus squarrosus (Hedw.) Warnst.



P. Plat

Description :

Plante de 5 à 15 cm de haut, très peu ramifiée, dressée, de couleur vert clair à jaune vert, élancée à tige rouge, formant des gazons lâches. Feuilles ovales se rétrécissant en une longue pointe à l'extrémité finement dentée. Feuilles déjetées de toutes parts, et recourbées comme des crocs, non plissées, avec 2 nervures courtes et faiblement marquée.

Écologie :

Emplacements herbeux légèrement ombragés, en prairies et en forêt claire.

Pseudoscleropodium purum (Hedw.) M.Fleisch.



P. Plat

Description :

Plante couchée atteignant 15 cm, dressée, robuste, mais souple, d'un vert pâle. Disposition pennée. Tige et rameaux toujours verts à sommets obtus. Feuilles imbriquées, ovales ou elliptiques fortement concaves, très finement dentées sur tout le contour, munies de plis peu profonds et d'une nervure assez large à la base et qui atteint ou dépasse la moitié de la longueur de la feuille. Feuilles caulinaires larges mesurant $2-3 \times 0.75-1$ mm à sommet assez arrondi, mais se terminant en pointe courte souvent réfléchie. Marge étalée ou incurvée dans le tiers supérieur ou plus longuement. Feuilles raméales identiques, mais plus petites et plus étroites $1.5-2 \times 0.75-1$ mm. Cellules relativement courtes et à parois épaisses au sommet, puis s'allongeant et devenant sublinéaires ($60-90 \times 5-8 \mu\text{m}$). Celles de la marge, aiguës à leur sommet et saillantes, forment une petite dent. Celles de la base, courtement rectangulaire ($40 \times 20 \mu\text{m}$), constituent des oreillettes petites, mais assez distinctes.

Écologie :

Espèce assez ubiquiste et plutôt en lieux frais et/ou ombragés. Cette espèce est présente dans les prairies, landes, boisements et forêts.

Annexe 17 :

Plan de rapport mycologique type

L'ensemble des éléments ci-dessous doivent aider le mycologue à rendre un travail satisfaisant le gestionnaire. Le plan ci-dessous n'est qu'une base minimum, les discussions entre gestionnaire et mycologue doivent nourrir le contenu. **Le fichier formaté avec la charte RNF est à disposition dans les annexes numériques.**

A) LES PREMIÈRES PAGES

Couverture du document

Celle-ci doit comporter le titre explicite de l'étude, quelques images de milieux et de champignons emblématiques, les logos de la société mycologique, des partenaires et des financeurs.

Deuxième page

Nommer les différents acteurs et éléments de l'étude :

- Photo page de garde : description et copyright
- Financeurs de l'étude
- Coordination technique et financière (optionnel)
- Coordinateur de l'étude (nom et référence de la structure)
- Relevés de terrain : noms des participants
- Rédaction-mise en page
- Soutien technique et relecture
- Photos : ensemble des photographes
- Citation : préciser ici sous quelle forme doit être cité ce document dans les bibliographies.

Troisième page

Cette page présente un résumé synthétique de l'étude avec tous les grands chiffres clés (nombre de sorties, de participants, d'espèces, d'observations...), les différents indices et les notations obtenues et des mots clés.

Quatrième page

Table des matières (sommaire), table des figures, table des tableaux.

B) LE CORPS DU DOCUMENT

1) Introduction

Petit rappel de la diversité fongique, de l'intérêt de l'étude, éléments synthétiques sur le site et le contexte de l'étude, présentation globale des objectifs et étapes de l'étude.

2) Présentation du site

Ces éléments doivent être très synthétiques, car ce n'est pas l'objet même de l'étude menée, mais les informations doivent permettre à quelqu'un hors contexte de comprendre dans quel cadre a été menée l'étude (reprendre les éléments du plan de gestion) :

- a) La localisation
- b) L'historique
- c) Le statut foncier et/ou de protection
- d) Les acteurs du site
- e) La gestion
- f) Le patrimoine naturel

Présenter les milieux étudiés et citer quelques espèces emblématiques de faune et de flore.

3) Méthodologie de l'étude

Des éléments peuvent être directement copiés-collés à partir de ce cahier technique. Il est important de préciser les zones étudiées (cartes), le nombre de relevés prévus, les périodes, la méthodologie de prospection...

4) Résultats et interprétations

Commencer par une fiche synthétique des résultats, puis réaliser une sous-partie par indice ou type d'interprétation réalisé.

Les gestionnaires sont particulièrement intéressés par certains éléments :

- l'évaluation de la patrimonialité d'un site ou de la réserve,
- l'importance des différents milieux (vision hiérarchisée),
- les impacts des modes de gestion,
- l'état de conservation des espèces et des habitats,
- des éléments montrant des processus d'altération (assèchement de zone humide, eutrophisation...)
- les espèces patrimoniales et les enjeux,
- les espèces exogènes
- les indices ou éléments pouvant documenter le changement climatique (répartition d'espèce, phénologie, physiologie des espèces).
- ...

5) Prise en compte de la fonge

Présenter ici des éléments permettant aux gestionnaires de mieux intégrer les champignons dans la gestion du site (zones les plus riches, actions de gestion particulières à réaliser : réouverture du milieu, évolution libre, place de feu...)

6) Critiques et perspectives

- a) Critiques sur le travail réalisé*
- b) Perspectives*

Ces éléments sont importants pour permettre la compréhension des difficultés rencontrées, des points d'amélioration nécessaires pour une prochaine étude ou la continuation de l'étude réalisée.

7) Conclusion

Rappel des principaux résultats (une phrase par partie) et ouverture sur des perspectives en lien avec les enjeux du site, l'amélioration de la prise en compte de la fonge ou des évolutions de milieux ou autres facteurs d'influence sous maîtrise ou non.

8) Bibliographie

Ensemble des documents utilisés et cités dans les argumentations du rapport. Il n'est pas nécessaire ici de citer les ouvrages qui ont permis la détermination des espèces de l'étude (sauf exception : nouvelles espèces...).

9) Annexes

Doivent figurer ici tous les éléments non indispensables dans le corps du texte pour la compréhension de l'étude et de ses résultats.

Autres éléments à fournir au format numérique :

- Bases de données des observations (pas seulement une liste d'espèce, mais bien les données brutes complètes : observateurs/date/lieu/espèce/milieu/hôte) au format SERENA (tableau Excel à défaut),
- Fichier cartographique SIG dans le cas de localisations de carpophores, de trajets parcourus...
- Scans des fiches de terrain,
- Photos...

Annexe 18 :

Ressources numériques mises à disposition

En accompagnement de ce cahier technique, des ressources sont accessibles sur le site RNF dédié au téléchargement du présent document. Les éléments disponibles sont :

- Les fiches types de relevés de terrain (relevés classiques, relevés CHEGD),
- Les fiches types de description d'espèce de champignons,
- Les fiches types pour la réalisation d'exsiccata,
- Les fiches types d'étiquetage des récoltes de terrain,
- Document Word de rapport mycologique type au format de la charte graphique des réserves naturelles de France,
- Un fichier regroupant les traits de vie critères d'Ellenberg de 636 espèces au format XLSX (Simmel *et coll.* 2017),
- Des fichiers Excel regroupant les traits de vie et l'écologie d'espèces mis à disposition par différents mycologues ou sociétés mycologiques (Sellier 2018, Sugny 2020),
- Un masque de saisie Excel pour import des données dans SERENA,
- Le fichier contenant les statuts trophiques à importer dans SERENA (analyse des spectres trophiques des basidiomycètes) lien direct :
 - http://www.serena-rnf.net/v2/rnf_software.htm
- Des photos libres de droits (citation du crédit photo obligatoire) permettant d'illustrer des rapports, demandes de financement, posters, objets de communication et de diffusion d'informations autour de la fonge ou la biodiversité.



CS 67524
21075 Dijon cedex

Téléphone :
03 80 48 91 00
Télécopie :
03 80 48 91 01

rnf@espaces-naturels.fr
reserves-naturelles.org