

THESE

POUR LE DIPLOME D'ETAT

DE DOCTEUR EN PHARMACIE

Soutenue publiquement le 10 Janvier 2020

Par M. Guillaume POLESEL

CONTRIBUTION A L'INVENTAIRE MYCOLOGIQUE

DE LA FORÊT DOMANIALE D'ANDIGNY

(Aisne)

Analyse fonctionnelle et patrimoniale

Membres du jury :

Président et Directeur de thèse : Monsieur Régis COURTECUISSÉ, Professeur des Universités, Université de Lille

Assesseur : Monsieur Pierre-Arthur MOREAU, Maître de Conférences, Université de Lille

Membre extérieur : Monsieur Christophe LECURU, Président de la S.M.N.F.

Membre extérieur : Monsieur Jean-Baptiste COKELAER, Docteur en Pharmacie

3, rue du Professeur Laguesse - B.P. 83 - 59006 LILLE CEDEX

☎ 03.20.96.40.40 - 📠 : 03.20.96.43.64

<http://pharmacie.univ-lille2.fr>

Université de Lille

Président :	Jean-Christophe CAMART
Premier Vice-président :	Damien CUNY
Vice-présidente Formation :	Lynne FRANJIÉ
Vice-président Recherche :	Lionel MONTAGNE
Vice-président Relations Internationales :	François-Olivier SEYS
Directeur Général des Services :	Pierre-Marie ROBERT
Directrice Générale des Services Adjointe :	Marie-Dominique SAVINA

Faculté de Pharmacie

Doyen :	Bertrand DÉCAUDIN
Vice-Doyen et Assesseur à la Recherche :	Patricia MELNYK
Assesseur aux Relations Internationales :	Philippe CHAVATTE
Assesseur à la Vie de la Faculté et aux Relations avec le Monde Professionnel :	Thomas MORGENROTH
Assesseur à la Pédagogie :	Benjamin BERTIN
Assesseur à la Scolarité :	Christophe BOCHU
Responsable des Services :	Cyrille PORTA

Liste des Professeurs des Universités - Praticiens Hospitaliers

Civ.	NOM	Prénom	Laboratoire
Mme	ALLORGE	Delphine	Toxicologie
M.	BROUSSEAU	Thierry	Biochimie
M.	DÉCAUDIN	Bertrand	Pharmacie Galénique
M.	DEPREUX	Patrick	ICPAL
M.	DINE	Thierry	Pharmacie clinique
Mme	DUPONT-PRADO	Annabelle	Hématologie
M.	GRESSIER	Bernard	Pharmacologie
M.	LUYCKX	Michel	Pharmacie clinique
M.	ODOU	Pascal	Pharmacie Galénique
M.	STAELS	Bart	Biologie Cellulaire

Liste des Professeurs des Universités

Civ.	NOM	Prénom	Laboratoire
M.	ALIOUAT	El Moukhtar	Parasitologie
Mme	AZAROUAL	Nathalie	Physique
M.	BERTHELOT	Pascal	Onco et Neurochimie
M.	CAZIN	Jean-Louis	Pharmacologie – Pharmacie clinique
M.	CHAVATTE	Philippe	ICPAL
M.	COURTECUISSÉ	Régis	Sciences végétales et fongiques
M.	CUNY	Damien	Sciences végétales et fongiques
Mme	DELBAERE	Stéphanie	Physique
M.	DEPREZ	Benoît	Lab. de Médicaments et Molécules
Mme	DEPREZ	Rebecca	Lab. de Médicaments et Molécules
M.	DUPONT	Frédéric	Sciences végétales et fongiques
M.	DURIEZ	Patrick	Physiologie
M.	FOLIGNE	Benoît	Bactériologie
M.	GARÇON	Guillaume	Toxicologie
Mme	GAYOT	Anne	Pharmacotechnie Industrielle
M.	GOOSSENS	Jean François	Chimie Analytique
M.	HENNEBELLE	Thierry	Pharmacognosie
M.	LEMDANI	Mohamed	Biomathématiques
Mme	LESTAVEL	Sophie	Biologie Cellulaire
M.	LUC	Gerald	Physiologie
Mme	MELNYK	Patricia	Onco et Neurochimie
M.	MILLET	Régis	ICPAL
Mme	MUHR – TAILLEUX	Anne	Biochimie
Mme	PAUMELLE-LESTRELIN	Réjane	Biologie Cellulaire
Mme	PERROY	Anne Catherine	Législation
Mme	ROMOND	Marie Bénédicte	Bactériologie
Mme	SAHPAZ	Sevser	Pharmacognosie
M.	SERGHÉRAERT	Eric	Législation
Mme	SIEPMANN	Florence	Pharmacotechnie Industrielle
M.	SIEPMANN	Juergen	Pharmacotechnie Industrielle
M.	WILLAND	Nicolas	Lab. de Médicaments et Molécules

Liste des Maîtres de Conférences - Praticiens Hospitaliers

Civ.	NOM	Prénom	Laboratoire
Mme	BALDUYCK	Malika	Biochimie
Mme	GARAT	Anne	Toxicologie
Mme	GOFFARD	Anne	Bactériologie
M.	LANNOY	Damien	Pharmacie Galénique
Mme	ODOU	Marie Françoise	Bactériologie
M.	SIMON	Nicolas	Pharmacie Galénique

Liste des Maîtres de Conférences

Civ.	NOM	Prénom	Laboratoire
Mme	ALIOUAT	Cécile Marie	Parasitologie
M.	ANTHERIEU	Sébastien	Toxicologie
Mme	AUMERCIER	Pierrette	Biochimie
Mme	BANTUBUNGI	Kadiombo	Biologie cellulaire
Mme	BARTHELEMY	Christine	Pharmacie Galénique
Mme	BEHRA	Josette	Bactériologie
M	BELARBI	Karim	Pharmacologie
M.	BERTHET	Jérôme	Physique
M.	BERTIN	Benjamin	Immunologie
M.	BLANCHEMAIN	Nicolas	Pharmacotechnie industrielle
M.	BOCHU	Christophe	Physique
M.	BORDAGE	Simon	Pharmacognosie
M.	BOSC	Damien	Lab. de Médicaments et Molécules
M.	BRIAND	Olivier	Biochimie
M.	CARNOY	Christophe	Immunologie
Mme	CARON	Sandrine	Biologie cellulaire
Mme	CHABÉ	Magali	Parasitologie
Mme	CHARTON	Julie	Lab. de Médicaments et Molécules
M	CHEVALIER	Dany	Toxicologie
M.	COCHELARD	Dominique	Biomathématiques
Mme	DANEL	Cécile	Chimie Analytique
Mme	DEMANCHE	Christine	Parasitologie
Mme	DEMARQUILLY	Catherine	Biomathématiques
M.	DHIFLI	Wajdi	Biomathématiques
Mme	DUMONT	Julie	Biologie cellulaire
Mme	DUTOUT-AGOURIDAS	Laurence	Onco et Neurochimie
M.	EL BAKALI	Jamal	Onco et Neurochimie
M.	FARCE	Amaury	ICPAL
Mme	FLIPO	Marion	Lab. de Médicaments et Molécules
Mme	FOULON	Catherine	Chimie Analytique
M.	FURMAN	Christophe	ICPAL
Mme	GENAY	Stéphanie	Pharmacie Galénique
M.	GERVOIS	Philippe	Biochimie
Mme	GOOSSENS	Laurence	ICPAL
Mme	GRAVE	Béatrice	Toxicologie
Mme	GROSS	Barbara	Biochimie
M.	HAMONIER	Julien	Biomathématiques
Mme	HAMOUDI	Chérifa Mounira	Pharmacotechnie industrielle
Mme	HANNOTHIAUX	Marie-Hélène	Toxicologie
Mme	HELLEBOID	Audrey	Physiologie
M.	HERMANN	Emmanuel	Immunologie
M.	KAMBIA	Kpakpaga Nicolas	Pharmacologie
M.	KARROUT	Youness	Pharmacotechnie Industrielle
Mme	LALLOYER	Fanny	Biochimie

M.	LEBEGUE	Nicolas	Onco et Neurochimie
Mme	LECOEUR	Marie	Chimie Analytique
Mme	LEHMANN	Hélène	Législation
Mme	LELEU-CHAVAIN	Natascha	ICPAL
Mme	LIPKA	Emmanuelle	Chimie Analytique
Mme	MARTIN	Françoise	Physiologie
M.	MOREAU	Pierre Arthur	Sciences végétales et fongiques
M.	MORGENROTH	Thomas	Législation
Mme	MUSCHERT	Susanne	Pharmacotechnie industrielle
Mme	NIKASINOVIC	Lydia	Toxicologie
Mme	PINÇON	Claire	Biomathématiques
M.	PIVA	Frank	Biochimie
Mme	PLATEL	Anne	Toxicologie
M.	POURCET	Benoît	Biochimie
M.	RAVAUX	Pierre	Biomathématiques
Mme	RAVEZ	Séverine	Onco et Neurochimie
Mme	RIVIERE	Céline	Pharmacognosie
Mme	ROGER	Nadine	Immunologie
M.	ROUMY	Vincent	Pharmacognosie
Mme	SEBTI	Yasmine	Biochimie
Mme	SINGER	Elisabeth	Bactériologie
Mme	STANDAERT	Annie	Parasitologie
M.	TAGZIRT	Madjid	Hématologie
M.	VILLEMAGNE	Baptiste	Lab. de Médicaments et Molécules
M.	WELTI	Stéphane	Sciences végétales et fongiques
M.	YOUS	Saïd	Onco et Neurochimie
M.	ZITOUNI	Djamel	Biomathématiques

Professeurs Certifiés

Civ.	NOM	Prénom	Laboratoire
M.	HUGES	Dominique	Anglais
Mlle	FAUQUANT	Soline	Anglais
M.	OSTYN	Gaël	Anglais

Professeur Associé - mi-temps

Civ.	NOM	Prénom	Laboratoire
M.	DAO PHAN	Hai Pascal	Lab. Médicaments et Molécules
M.	DHANANI	Alban	Droit et Economie Pharmaceutique

Maîtres de Conférences ASSOCIES - mi-temps

Civ.	NOM	Prénom	Laboratoire
M.	BRICOTEAU	Didier	Biomathématiques
Mme	CUCCHI	Malgorzata	Biomathématiques
M.	FRIMAT	Bruno	Pharmacie Clinique
M.	GILLOT	François	Droit et Economie pharmaceutique
M.	MASCAUT	Daniel	Pharmacie Clinique
M.	ZANETTI	Sébastien	Biomathématiques
M.	BRICOTEAU	Didier	Biomathématiques

AHU

Civ.	NOM	Prénom	Laboratoire
Mme	DEMARET	Julie	Immunologie
Mme	HENRY	Héloïse	Biopharmacie
Mme	MASSE	Morgane	Biopharmacie

Faculté de Pharmacie de Lille

3, rue du Professeur Laguesse - B.P. 83 - 59006 LILLE CEDEX

Tel. : 03.20.96.40.40 - Télécopie : 03.20.96.43.64

<http://pharmacie.univ-lille2.fr>

L'Université n'entend donner aucune approbation aux opinions émises dans les thèses ; celles-ci sont propres à leurs auteurs.

REMERCIEMENTS

Monsieur le professeur Régis Courtecuisse, à qui je dédie cette thèse, avec toute ma reconnaissance pour m'avoir fait l'honneur d'être mon directeur de thèse et de présider ce jury. Vous qui avez bouleversé mes connaissances poussièreuses, vous avez su transformer ce qui était une curiosité en une passion. Merci pour vos enseignements, pour votre patience, votre humanisme et votre soutien. Soyez assuré de ma reconnaissance, de ma gratitude et de mon profond respect.

Monsieur Pierre-Arthur Moreau, avec toute ma reconnaissance pour m'avoir fait l'honneur de participer à ce jury. Mes sentiments les plus respectueux pour avoir partagé vos connaissances, avec pédagogie, pour avoir animé l'atelier Pétales et Lamelles, et m'avoir aidé au cours de déterminations.

Monsieur Christophe Lécuru, avec toute ma reconnaissance pour m'avoir fait l'honneur de participer à ce jury. Merci pour avoir partagé vos connaissances, pour votre venue sur le terrain et votre aide lors de déterminations.

Monsieur Jean-Baptiste Cokelaer, avec toute ma reconnaissance pour m'avoir fait l'honneur de participer à ce jury et qui a accepté de juger cette thèse.

Ma mère, à qui je dédie cette thèse, pour son soutien indéfectible quelles que soient les circonstances, tant dans les bons et que les mauvais moments, pour m'avoir accompagné et aidé tout au long de cette thèse, pour m'avoir encouragé et épaulé tout au long de mes études. Sans toi, ce travail ne serait pas ce qu'il est aujourd'hui.

Mon père, pour sa précieuse aide en analyse statistique.

Mon frère Etienne, et Jessy, pour leur soutien et leur précieuse aide en matière d'informatique.

Ma grand-mère, et Hélène, pour leur soutien et leur affection.

Les membres de la SMNF dont Alain Monnier, André Cordier, André Fournier, André, Bernard Henne, Damien Defoort, Daniel Baivier, Didier Huart, Eliane Prouvez, Jacky Triquet et son épouse, Jacqueline Moulin, Jean-Claude et Jean-Yves Ducatillon, Jean-Louis et Michelle Lienard, Jean-Louis Lefèvre, Jean-Marie Coquelle, Sébastien Lemaître, Thierry Delabelle, et bien d'autres membres encore dont je ne connais pas le nom mais qui se reconnaîtront. Pour leur soutien et leur participation aux récoltes qui ont alimenté cette thèse et l'aide précieuse de chacun de leurs enseignements.

Aux camarades de l'Atelier Pétales et Lamelles, en particulier **Marie** et **Jean-Louis**, pour ces bons moments et votre soutien ; et plus particulièrement **Christine Hoper** et **Christian Verpoorte**, pour leur participation aux récoltes, leur soutien, et leur amitié.

Madame Chantal Van Haluwyn, pour ses précieux enseignements en lichénologie et ses déterminations d'espèces.

Mesdames Erell Le Gall et Anne Duchesne, officiers de l'ONF, pour leur coopération, leur participation à deux sorties, et la mise à disposition des documents de gestion sans lesquels cette thèse n'aurait pas pu aboutir.

Merci d'avoir cru en moi.

SOMMAIRE

REMERCIEMENTS	11
SOMMAIRE	13
Table des Cartes	16
Table des Tableaux.....	17
Table des Illustrations	19
INTRODUCTION	27
1ère Partie : Présentation générale du site	29
I. Situation géographique	31
II. Contexte historique	32
III. Contexte géologique, hydrologique et pédologique.....	37
A) Géologie	37
B) Hydrogéologie.....	50
C) Hydrologie.....	50
D) Pédologie	51
IV. Contexte météorologique et climatique	60
A) Situation des stations de Météo France	60
B) Comparaison des stations à partir des normales saisonnières et des moyennes annuelles	60
C) Interprétation des synthèses climatologiques annuelles de Météo France.	62
D) Interprétation des données climatologiques fournies par l'ONF	69
E) Comparaison de toutes les données climatiques	71
F) Relations entre le climat, la Fonge et la Forêt d'Andigny.....	72
V. Contexte faunistique et floristique.....	73
A) La faune sauvage de la forêt d'Andigny.....	73
B) La Flore de la forêt d'Andigny	83
VI. Contexte anthropologique	90
A) L'exploitation du bois.....	90
B) Les activités cynégétiques.....	91
C) L'accueil du public.....	92
2 ^{ème} Partie : Généralités sur les champignons	95
I. Le Champignon : sa définition, son histoire	97
A) La place des Champignons dans le règne vivant	97
B) L'histoire de la mycologie : de l'évolution de l'identification et de la classification des champignons.....	107
II. Le Champignon : sa morphologie, sa physiologie	119
A) Structure d'un champignon : de la macroscopie à la microscopie.....	119

B)	Reproduction chez les « champignons supérieurs »	134
C)	Les trophismes, ou les modes de vie des champignons	140
D)	Cortège fongique particulier : les aulnaies	152
III.	Le Champignon : son étude	153
A)	La Taxinomie	153
B)	La Systématique	153
C)	La Nomenclature.....	155
IV.	Le Champignon : sa classification	161
A)	Les <i>Chytridiomycota</i>	164
B)	Les <i>Zygomycota</i>	164
C)	Les <i>Glomeromycota</i>	165
D)	Les <i>Ascomycota</i>	166
E)	Les <i>Basidiomycota</i>	184
V.	Le Champignon : comestible ou toxique ?	250
A)	Les champignons comestibles	251
B)	Les champignons toxiques	251
C)	Quelques conseils de récolte.....	276
3 ^{ème}	Partie : Inventaire et analyse.....	279
1 ^{ère}	sous-partie : Analyse générale.....	279
I.	Généralités sur les inventaires	281
A)	Pourquoi en faire ?.....	281
B)	Quels sont les « programmes » actuellement en cours ?	283
C)	Réflexions sur la méthodologie et les limites d'un inventaire.....	284
II.	Analyse générale de l'inventaire	287
A)	Estimation de la représentativité des relevés	287
B)	Résultats exprimés en termes de diversité aréale.....	294
III.	Contribution à l'inventaire régional	296
A)	Les nouveautés apportés par l'inventaire	296
B)	Commentaires spécifiques : taxonomie, systématique, écologie, biogéographie... 300	
IV.	Analyse patrimoniale.....	354
A)	Les espèces déterminantes.....	354
B)	Espèces sur liste rouge.....	363
C)	Les indices patrimoniaux	372
V.	Analyse fonctionnelle	375
A)	Etudes des types trophiques.....	375
B)	Le Spectre biologique Courtecuisse et al. (1997, 1998, 2000) et Moreau (2002). 377	

2 ^e sous-partie : Analyse parcellaire.....	379
I. Quelles parcelles choisir ? En fonction de quel critère ?	381
II. Analyse parcelle par parcelle.....	382
A) Parcelle « 9-17 ».....	382
B) Parcelle 13.....	384
C) Parcelle 41.....	385
D) Parcelle « 61-62 ».....	387
E) Parcelle 70.....	389
F) Parcelle 95.....	390
III. Comparaison des parcelles entre elles.....	392
CONCLUSION	395
GLOSSAIRE.....	397
BIBLIOGRAPHIE.....	403
ANNEXES.....	409
Annexe 1 : Premier chapitre de l’histoire de l’abbaye et de l’ancienne congrégation des chanoines réguliers d’Arrouaise.....	411
Annexe 3 : CALCUL DE LA REGRESSION HYPERBOLIQUE	423
Annexe 3 : INDEX SYNONYMIQUE.....	427
Annexe 4 : DONNEES BRUTES	431

Table des Cartes

Carte 1 : Carte satellite situant la Forêt d'Andigny. Source : Google Maps.....	31
Carte 2. Localisation des lieux témoignant de l'étendue passée de la forêt d'Arrouaise par le Prieur Gosse. Source : Google maps	33
Carte 3. Carte géologique de la partie Ouest, à partir de la carte du BRGM. Coordonnée et recoloriée par G. Polesel	42
Carte 4. Carte géologique de la partie Est, à partir des cartes du BRGM. Coordonnée et recoloriée par G. Polesel	43
Carte 5 : Coupe géologique de la forêt d'Andigny (Réalisation personnelle).....	47
Carte 6 Schéma du réseau hydrographique d'Andigny. Source : G. Polesel, d'après la carte topographique IGN.....	51
Carte 7. Localisation des stations météo avec estimation des distances par rapport à Andigny. Source : Google Maps	60
Carte 8. Localisation des parcelles étudiées. Source : carte de l'ONF	382

Table des Tableaux

Tableau 1. Colonnes stratigraphiques des cartes de Bohain-en-Vermandois (à gauche) et de Guise (à droite). Source : BRGM.....	44
Tableau 2. Les différents profils pédologiques de la forêt d'Andigny, d'après A. Cailleux, Éléments de géologie - Bellair et Pomerol - Collection U, Armand Colin, 1971.	55
Tableau 3. Comparaison des normales saisonnières	61
Tableau 4. Comparaison des pluviosités moyennes	61
Tableau 5. Comparaison des vents moyens.....	61
Tableau 6. Comparaison des températures pour l'année 2015, par rapport aux normales saisonnières.....	62
Tableau 7. Comparaison des pluviosités pour 2015, par rapport aux normales saisonnières	62
Tableau 8. Comparaison des pluviosités mensuelles pour 2015, par rapport aux normales saisonnières.....	63
Tableau 9. Comparaison des températures pour 2016, par rapport aux normales saisonnières	64
Tableau 10. Comparaison des pluviosités pour 2016, par rapport aux normales saisonnières	64
Tableau 11. Comparaison des pluviosités mensuelles pour 2016, par rapport aux normales saisonnières.....	64
Tableau 12. Comparaison des températures pour 2017, par rapport aux normales saisonnières	65
Tableau 13. Comparaison des pluviosités pour 2017, par rapport aux normales saisonnières	65
Tableau 14. Comparaison des pluviosités mensuelles pour 2017, par rapport aux normales saisonnières.....	66
Tableau 15. Comparaison des températures pour 2018, par rapport aux normales saisonnières	67
Tableau 16. Comparaison des pluviosités pour 2018, par rapport aux normales saisonnières	67
Tableau 17. Comparaison des pluviosités mensuelles pour 2018, par rapport aux normales saisonnières.....	68
Tableau 18. Classement des milieux selon l'indice d'aridité de De Martonne. Source : Wikipédia	69
Tableau 19. Comparaison des données météorologiques et de l'indice d'aridité des différentes années de récolte.....	70
Tableau 20. Tableau de la répartition des essences forestières. Source : Plan d'aménagement de l'ONF.....	83
Tableau 21. Relation entre les sols et les essences privilégiées. Source : Plan d'aménagement de l'ONF.....	84
Tableau 22. Tableau des prélèvements cynégétiques. Source : Plan d'aménagement de l'ONF.	92
Tableau 23. Échelle d'évaluation de la représentativité des relevés.....	290
Tableau 24. Comparaison des diversités aréales de différentes forêts des Hauts de France	294
Tableau 25. Grille d'évaluation de la valeur écologique d'une espèce.....	356
Tableau 26. Répertoire des parcelles contenant des espèces déterminantes, ainsi que leurs peuplements forestiers et la nature de leurs sols.	360
Tableau 27. Détails des effectifs pour la liste rouge régionale	370
Tableau 28. Détails des effectifs pour la liste rouge nationale.....	371
Tableau 29. "Poids" patrimonial imputable aux listes rouges	372

Tableau 30. Comparaison des différents massifs forestiers	373
Tableau 31. Dénombrement des espèces en fonction de leur statut trophique	376
Tableau 32. Décompte des espèces déterminantes de la parcelle 17.....	383
Tableau 33. Décompte des espèces sur liste rouge de la parcelle 9-17	383
Tableau 34. Décompte des espèces selon leur trophisme de la parcelle 9-17.....	383
Tableau 35. Décompte des espèces déterminantes de la parcelle 13.....	384
Tableau 36. Décompte des espèces sur liste rouge de la parcelle 13	384
Tableau 37. Décompte des espèces selon leur trophisme de la parcelle 13.....	385
Tableau 38. Décompte des espèces déterminantes de la parcelle 41.....	386
Tableau 39. Décompte des espèces sur liste rouge de la parcelle 41	386
Tableau 40. Décompte des espèces selon leur trophisme de la parcelle 41.....	387
Tableau 41. Décompte des espèces déterminantes de la parcelle 61-62	388
Tableau 42. Décompte des espèces sur liste rouge de la parcelle 61-62	388
Tableau 43. Décompte des espèces sur liste rouge de la parcelle 61-62	388
Tableau 44. Décompte des espèces déterminantes de la parcelle 70.....	389
Tableau 45. Décompte des espèces sur liste rouge de la parcelle 70	390
Tableau 46. Décompte des espèces selon leur trophisme de la parcelle 70.....	390
Tableau 47. Décompte des espèces déterminantes de la parcelle 95.....	391
Tableau 48. Décompte des espèces sur liste rouge de la parcelle 95	391
Tableau 49. Décompte des espèces selon leur trophisme de la parcelle 95.....	392
Tableau 50. Comparaison des parcelles.....	392

Table des Illustrations

Figure 1. Page titre de "Histoire de l'abbaye et de l'ancienne congrégation des chanoines réguliers d'Arrouaise".....	32
Figure 2. Portrait de Henri d'Orléans, duc d'Aumale, en 1890 par Bonnat. Source : Wikipédia	35
Figure 3. Photo d'obus découvert en forêt d'Andigny. Source G. Polesel	36
Figure 4. Tracé de la coupe géologique AB.	46
Figure 5. Echelle stratigraphique internationale. Source : http://www.svt-monde.org/IMG/png/Echelle_stratigraphique.png	49
Figure 6. Fentes de retrait apparues en trois jours dans le lit d'un ruisseau de la forêt d'Andigny. Photo : G. Polesel	72
Figure 7. Proserpinus proserpina. Photo de Didier Verger.	74
Figure 8. Parasemia plantaginis. Photo de James K. Lindsey	74
Figure 9. Chevreuil (dans les fourrés au centre). Photo : G. Polesel.....	75
Figure 10. Empreinte de pied d'un sanglier. Photo : G. Polesel.....	75
Figure 11. Arbre à « grattage/essuyage ». Photo : G. Polesel	76
Figure 12. Trou creusé par les sangliers. Photo : G. Polesel	76
Figure 13. Piste de blaireau dans un bournier. Photo : G. Polesel.....	77
Figure 14. Terrier de blaireau. Photo : G. Polesel	77
Figure 15. Cadavre de blaireau en lisière de forêt. Photo : G. Polesel	77
Figure 16. Cônes d'épicéa dévorés par l'écureuil roux. Photo : G. Polesel.....	78
Figure 17. Plumes trouvées dans la forêt d'Andigny (de gauche à droite : Buse variable, Geai, et Chouette hulotte). Photo : G. Polesel	79
Figure 18. Cadavre de salamandre noire et jaune partiellement dévoré. Photo : G. Polesel .	79
Figure 19. Ornière inondée abritant des têtards. Photo : G. Polesel.....	80
Figure 20. Ornière inondée abritant des tritons. Photo : G. Polesel.....	80
Figure 21. Un triton dans ma main. Photo : S. Polesel-Righetti.....	80
Figure 22. Jeune crapaud dans ma main. Photo : S. Polesel-Righetti	80
Figure 23. Géotrupe. Photo : G. Polesel.....	81
Figure 24. Cardinal sur ma main. Photo : S. Polesel-Righetti.....	81
Figure 25. Carabe doré dans une cavité creusée d'une branche. Photo : G. Polesel	81
Figure 26. Iule sous une écorce de bois. Photo : G. Polesel.....	82
Figure 27. Escargot de Bourgogne. Photo : G. Polesel	82
Figure 28. Épicéas de la parcelle 58. Photo : G. Polesel.....	84
Figure 29. Feuillus de la parcelle 95. Photo : G. Polesel	84
Figure 30. Chênaie-betulaie et station à Narcisses. Forêt d'Andigny. Photo : G. Polesel.....	85
Figure 31. Une aulnaie de la parcelle 62. Forêt d'Andigny. Photo : G. Polesel.....	86
Figure 32. Ancien peuplement de feuillus de la parcelle 52, après coupe à blanc, Forêt d'Andigny. Photo : G. Polesel	90
Figure 33. Traces de débardages mécaniques de la parcelle 85, Forêt d'Andigny. Photo G. Polesel	90
Figure 34. Ornières profondes et troncs abattus. Forêt d'Andigny, parcelle 85. Photo : G. Polesel	91
Figure 35. Stockage de bois en bordure de chemin forestier, Forêt d'Andigny, parcelle 85. Photo : G. Polesel	91
Figure 36. Anciens filets de protection installés parcelle 69, Forêt d'Andigny. Photo : G. Polesel	92
Figure 37. Bouteilles en verre... Photo : G. Polesel	93
Figure 38. Bidon d'huile... Photo : S. Polesel-Righetti.....	93

Figure 39. "Arbre" phylogénétique du vivant. Source : Wikipédia.....	98
Figure 40. Formule semi-développée de la Chitine. Source : Wikipédia	101
Figure 41. Formule semi-développée de la cellulose. Source : Wikipédia	101
Figure 42. Pseudoveine de <i>Physarum polycephalum</i> . Photo : G. Polesel.....	102
Figure 43. Pseudoveine et plasmode en expansion de <i>P. polycephalum</i> . Photo : G. Polesel	102
Figure 44. Coupe schématique d'un sporocyste. Source : Bull. Soc. Mycol. Nord Fr. 78 : 1-18 (2005)	103
Figure 45. Schématisation du cycle de vie d'un myxomycète. Source : Bull. Soc. Mycol. Nord Fr. 78 : 1-18 (2005).	104
Figure 46. <i>Stemonitis axifera</i> (Myxomycète). Photo : G. Polesel.....	105
Figure 47. <i>Fuligo septica</i> (Myxomycète). G. Polesel	105
Figure 48. <i>Lycogala epidendron</i> (Myxomycète). Photo : G. Polesel	105
Figure 49. Cycle de reproduction de <i>Saprolegnia thuretii</i> . Source : P. Bouchet et al., 2005.	106
Figure 50. Cycle de reproduction de <i>Plasmopara viticola</i> . Source : P. Bouchet et al., 2005 .	106
Figure 51. Lobelius. Source : Wikipédia	107
Figure 52. Carolus Clusius. Source : Wikipédia	108
Figure 53. Buste de Clusius à Keukenhof. Photo : G. Polesel.....	108
Figure 54. Sterbeeck. Source : Wikipédia.....	108
Figure 55. Planche des Phallales du <i>Theatrum Fungorum</i> de Sterbeeck.....	108
Figure 56. Magnol. Source : Wikipédia	109
Figure 57. Micheli. Source : Wikipédia.....	109
Figure 58. Planches du <i>Nova Plantarum Genera</i> de Micheli.....	109
Figure 59. Tournefort. Source : Wikipédia	110
Figure 60. Vaillant. Source : Wikipédia	110
Figure 61. Linné. Source : Wikipédia	110
Figure 62. Page titre du <i>Species Plantarum</i> de Linné	110
Figure 63. Paulet. Source : Wikipédia	111
Figure 64. Bulliard. Source : Wikipédia	112
Figure 65. Planches de l'Herbier de la France de Bulliard, illustrant la vesse de loup et l'amanite phalloïde. (Source : Wikipédia)	112
Figure 66. Page titre du <i>Synopsis Methodica Fungorum</i> de Persoon. Source : Wikipédia....	113
Figure 67. Persoon. Source : Wikipédia	113
Figure 68. De Candolle. Source : Wikipédia	114
Figure 69. Page titre du <i>Systema Mycologicum</i> de Fries : Source : Wikipédia	114
Figure 70. Fries. Source : Wikipédia	114
Figure 71. Quélet. Source : Wikipédia.....	115
Figure 72. Karsten. Source : Wikipédia	115
Figure 73. Bresadola. Source : Wikipédia.....	115
Figure 74. Montagne. Source : Wikipédia	116
Figure 75. Léveillé. Source : Wikipédia	116
Figure 76. Patouillard. Source : Wikipédia	116
Figure 77. Boudier. Source : Wikipédia	116
Figure 78. Heim. Source : Wikipédia	117
Figure 79. Maire. Source : Wikipédia	117
Figure 80. Romagnesi. Source : Wikipédia	117
Figure 81. Page de couverture de la Flore Analytique des champignons supérieurs de Kühner et Romagnesi. Source : amazon.fr	117
Figure 82. Kühner. Source : mycomons.be	117
Figure 83. Marcel Bon. Source : photo prêtée par Monsieur Régis Courtecuisse.....	118

Figure 84. Comparaison du système pommier/pomme et du système mycélium/sporophore : sur le schéma, les deux systèmes ont été combinés, les sporophores remplaçant symboliquement les pommes. Source : Courtecuisse 2011	119
Figure 85. Représentation des différents caractères observables d'un sporophore. Source : Courtecuisse 2011	122
Figure 86. Représentation des différents caractères observables d'un sporophore (suite). Source : Courtecuisse 2011	123
Figure 87. Représentation des différents caractères observables d'un sporophore (suite 2). Source : Courtecuisse 2011	124
Figure 88. Schéma de l'ultrastructure de l'apex d'un hyphe. Source : P. Bouchet et al., 2005.	126
Figure 89. Schéma de la formation de boucle. Source : P. Bouchet et al., 2005.	128
Figure 90. Représentation des différents caractères microscopiques observables. Source : Courtecuisse 2011	131
Figure 91. Représentation des différents caractères microscopiques observables (suite). Source : Courtecuisse 2011	132
Figure 92. Représentation des différents caractères microscopiques observables (suite 2). Source : Courtecuisse 2011	133
Figure 93. Reproduction asexuée chez les Ascomycota, illustrée par les genres <i>Aspergillus</i> , <i>Penicillium</i> et <i>Nectria</i> . Source : P. Bouchet et al., 2005.	135
Figure 94. Cycle de développement de <i>Pyronema omphalodes</i> . Source : P. Bouchet et al., 2005.	137
Figure 95. Cycle de reproduction de <i>Coprinopsis atramentaria</i> . Source : P. Bouchet et al., 2005.	138
Figure 96. Étapes du processus d'éjection des spores de basidiomycètes. Source : blog.mycoquebec.org	139
Figure 97. Tronc de bouleau affecté de pourriture cubique. Photo : G. Polesel	142
Figure 98. Lassos de <i>Arthrobotrys anchonia</i> capturant un nématode. Source : virtualmuseum.ca	145
Figure 99. <i>Pseudoboletus parasiticus</i> , "bolet" parasitant des sclérodermes. Vue externe (en haut) et coupe sagittale (en bas) où on peut voir le mycélium du « bolet » envahir la gléba du scléroderme. Dessin : G. Polesel	146
Figure 100. Schéma d'une mycorhize, avec détail de la relation mycélium-radicelle. Source : Courtecuisse 2011.	148
Figure 101. Schéma des deux modes de mycorhize (ecto- et endo-). Source : Wikipédia....	149
Figure 102. Coupe transversale d'un lichen hétéromère, où le partenaire chlorophyllien est cantonné dans une couche assimilatrice. Source : Wikipédia	151
Figure 103. Article sur <i>Gondwanagaricites magnificus</i> . Source : Science & Vie n° 1199, Août 2017.....	161
Figure 104. Article sur <i>Ourasphaira giraldae</i> . Source : Science & Vie n°1222, Juillet 2019...	162
Figure 105. Schéma de la classification traditionnelle des Basidiomycota (jusqu'aux ordres). Source : DU de mycologie 2017, cours de Monsieur le professeur Régis Courtecuisse.....	163
Figure 106. Schéma de la classification actuelle des Basidiomycota (jusqu'aux ordres). Source : DU de mycologie 2017, cours de Monsieur le professeur Régis Courtecuisse.....	163
Figure 107. Cycle de vie de <i>Rhizopus nigricans</i> . Source : P. Bouchet et al., 2005.	165
Figure 108. Production de pénicilline dans les années 1940, culture en surface dans des fioles de Roux. Source : http://lesantibiotiques-lapenicilline.e-monsite.com/pages/i-la-fabrication-des-antibiotiques.html	167
Figure 109. <i>Periconia minutissima</i> . Photo : G. Polesel.....	168
Figure 110. <i>Periconia cookei</i> . Photo : G. Polesel.....	168

Figure 111. <i>Periconia byssoides</i> . Photos : G. Polesel	168
Figure 112. <i>Dendryphiella vinosa</i> . Photo : G. Polesel	169
Figure 113. <i>Dendryphion comosum</i> . Photo : G. Polesel	169
Figure 114. <i>Dendryphion nanum</i> . Photo : G. Polesel	169
Figure 115. <i>Torula herbarum</i> . Photo : G. Polesel	170
Figure 116. <i>Lasiosphaeria ovina</i> . Photo : G. Polesel	170
Figure 117. <i>Cordyceps militaris</i> . Photo : G. Polesel	171
Figure 118. <i>Nectria cinnabarina</i> (et son anamorphe) . Photo : G. Polesel.....	171
Figure 119. <i>Daldinia concentrica</i> . Dessin: G. Polesel	172
Figure 120. <i>Hypoxylon fragiforme</i> . Dessin : G. Polesel	173
Figure 121. <i>Jackrogersella multiformis</i> . Dessin : G. Polesel.....	173
Figure 122. <i>Xylaria hypoxylon</i> . Photo : G. Polesel.....	173
Figure 123. <i>Orbilia</i> sp. Photo : G. Polesel	174
Figure 124. <i>Rhytisma acerinum</i> . Photo : G. Polesel	175
Figure 125. <i>Ciboria batschiana</i> . Photo : G. Polesel	175
Figure 126. <i>Lanzia echinophila</i> . Photo : G. Polesel	176
Figure 127. <i>Dasyscyphella nivea</i> . Photo : G. Polesel	176
Figure 128. <i>Mollisia</i> sp. Photo : G. Polesel	177
Figure 129. <i>Leotia lubrica</i> . Photo : G. Polesel	177
Figure 130. <i>Ascocoryne sarcoides</i> . Dessin : G. Polesel.....	178
Figure 131. <i>Cudoniella acicularis</i> . Dessin : G. Polesel	178
Figure 132. <i>Hymenoscyphus umbilicatus</i> . Dessin : G. Polesel	178
Figure 133. <i>Bulgaria inquinans</i> . Photo : G. Polesel	179
Figure 134. <i>Chlorociboria aeruginascens</i> . Dessin : G. Polesel.....	179
Figure 135. <i>Helvella crispa</i> . Dessin : G. Polesel	181
Figure 136. <i>Peziza limneae</i> . Photo : G. Polesel	181
Figure 137. <i>Adelphella babingtonii</i> . Photo : G. Polesel.....	181
Figure 138. <i>Otidea onotica</i> . Dessin : G. Polesel	182
Figure 139. <i>Aleuria aurantia</i> . Dessin : G. Polesel	182
Figure 140. <i>Scutellinia</i> sp. Photo : G. Polesel	183
Figure 141. <i>Phleogena faginea</i> . Dessin : G. Polesel.....	185
Figure 142. <i>Dacrymyces stillatus</i> . Photo : G. Polesel	185
Figure 143. <i>Calocera viscosa</i> . Dessin : G. Polesel	186
Figure 144. <i>Tremella mesenterica</i> . Dessin : G. Polesel	186
Figure 145. <i>Phaeotremella frondosa</i> . Dessin : G. Polesel	186
Figure 146. <i>Craterellus sinuosus</i> . Dessin : G. Polesel.....	188
Figure 147. <i>Craterellus tubaeformis</i> . Dessin : G. Polesel	188
Figure 148. <i>Hydnum repandum</i> . Dessin : G. Polesel.....	188
Figure 149. <i>Clavulina cristata</i> . Dessin : G. Polesel.....	189
Figure 150. <i>Clavulina rugosa</i> . Dessin : G. Polesel.....	189
Figure 151. <i>Neolentinus degener</i> , trouvé par Monsieur Christophe Lécure. Photo : G. Polesel	189
Figure 152. <i>Pseudoinonotus dryadeus</i> . Dessin : G. Polesel	190
Figure 153. <i>Rickenella fibula</i> . Dessin : G. Polesel	191
Figure 154. <i>Phlebia merismodes</i> . Photo : G. Polesel	191
Figure 155. <i>Trametes versicolor</i> . Photos : G. Polesel.....	192
Figure 156. <i>Fomes fomentarius</i> . Dessin : G. Polesel	192
Figure 157. <i>Fomitopsis pinicola</i> . Dessin : G. Polesel	193
Figure 158. <i>Ganoderma lipsiense</i> . Photos : G. Polesel.....	193
Figure 159. <i>Grifola frondosa</i> . Photo : G. frondosa	194

Figure 160. <i>Ischoderma benzoinum</i> . Dessin: G. Polesel	194
Figure 161. <i>Meripilus giganteus</i> . Dessin : G. Polesel.....	195
Figure 162. <i>Polyporus lentus</i> . Photos : G. Polesel.....	195
Figure 163. <i>Polyporellus ciliatus</i> . Photos : G. Polesel	195
Figure 164. <i>Thelephora penicillata</i> . Dessin : G. Polesel	196
Figure 165. <i>Stereum hirsutum</i> . Photos : G. Polesel	197
Figure 166. <i>Heterobasidion annosum</i> . Photos : G. Polesel.....	197
Figure 167. <i>Artomyces pyxidatus</i> . Photo : G. Polesel	198
Figure 168. <i>Russula nigricans</i> . Dessin : G. Polesel.....	198
Figure 169. <i>Russula aurora</i> . Dessin : G. Polesel	198
Figure 170. <i>Lactarius necator</i> . Dessin : G. Polesel	199
Figure 171. <i>Lactarius circellatus</i> . Dessin : G. Polesel.....	199
Figure 172. <i>Pleurotus ostreatus</i> . Dessin : G. Polesel.....	201
Figure 173. <i>Hygrocybe pseudoconica</i> var. <i>tristis</i> , poussant sur la pelouse de mon jardin. Photos : G. Polesel.....	202
Figure 174. <i>Hygrophorus discoxanthus</i> . Dessin : G. Polesel	203
Figure 175. <i>Hygrophorus pustulatus</i> . Dessin : G. Polesel	203
Figure 176. <i>Clitocybe decembris</i> . Dessin : G. Polesel.....	204
Figure 177. <i>Clitocybe odora</i> . Dessin : G. Polesel	204
Figure 178. <i>Paralepista inversa</i> . Dessin : G. Polesel.....	204
Figure 179. <i>Lepista sordida</i> . Photo : G. Polesel.....	204
Figure 180. <i>Microcollybia cookei</i> . Dessin : G. Polesel	205
Figure 181. <i>Tricholoma scalpturatum</i> . Photo : G. Polesel.....	205
Figure 182. <i>Ripartites serotinus</i> . Dessin : G. Polesel.....	206
Figure 183. <i>Pseudoclitocybe cyathiformis</i> . Dessin : G. Polesel	206
Figure 184. <i>Tephrocybe rancida</i> . Photos : G. Polesel.....	207
Figure 185. <i>Asterophora lycoperdoides</i> , sur vieille <i>Russula nigricans</i> . Dessin : G. Polesel ...	207
Figure 186. <i>Panellus stipticus</i> . Dessin : G. Polesel	208
Figure 187. <i>Baeospora myosura</i> . Photo : G. Polesel	208
Figure 188. <i>Mycena crocata</i> . Dessin : G. Polesel.....	209
Figure 189. <i>Mycena pelianthina</i> . Dessin : G. Polesel	209
Figure 190. <i>Mycena polygramma</i> . Dessin : G. Polesel	209
Figure 191. <i>Mycena rosea</i> . Dessin : G. Polesel.....	209
Figure 192. <i>Mycena sanguinolenta</i> . Dessin : G. Polesel.....	209
Figure 193. <i>Roridomyces roridus</i> . Dessin : G. Polesel	210
Figure 194. <i>Schizophyllum commune</i> . Dessin : G. Polesel.....	211
Figure 195. <i>Marasmius bulliardii</i> . Dessin : G. Polesel	211
Figure 196. <i>Marasmiellus ramealis</i> . Photo : G. Polesel.....	212
Figure 197. <i>Mycetinis alliaceus</i> . Photo : S. Polesel-Righetti.....	212
Figure 198. <i>Rhodocollybia butyracea</i> . Dessin : G. Polesel	213
Figure 199. <i>Collybia peronata</i> . Dessin : G. Polesel	213
Figure 200. <i>Collybia confluens</i> . Dessin : G. Polesel	214
Figure 201. <i>Omphalotus illudens</i> . Photo : S. Polesel-Righetti.....	214
Figure 202. <i>Megacollybia platyphylla</i> . Photo : G. Polesel	215
Figure 203. <i>Hymenopellis radicata</i> . Dessin : G. Polesel	216
Figure 204. <i>Flammulina velutipes</i> . Photo : G. Polesel	216
Figure 205. <i>Armillaria mellea</i> . Dessin : G. Polesel.....	217
Figure 206. <i>Armillaria ostoyae</i> . Dessin: G. Polesel.....	217
Figure 207. <i>Strobilurus esculentus</i> . Dessin : G. Polesel	217
Figure 208. <i>Laccaria amethystina</i> . Dessin : G. Polesel	218

Figure 209. <i>Laccaria macrocystidiata</i> . Photo : G. Polesel	218
Figure 210. <i>Cystoderma amianthinum</i> . Photo : G. Polesel	219
Figure 211. <i>Lepiota castanea</i> . Dessin : G. Polesel	220
Figure 212. <i>Lepiota cristata</i> . Dessin : G. Polesel	220
Figure 213. <i>Echinoderma echinaceum</i> . Photos : G. Polesel.....	220
Figure 214. <i>Melanophyllum haemospermum</i> . Photo : S. Polesel-Righetti.....	221
Figure 215. <i>Leucocoprinus brebisonii</i> . Dessin : G. Polesel.....	221
Figure 216. <i>Macrolepiota procera</i> . Photo : G. Polesel	222
Figure 217. <i>Agaricus silvicola</i> . Dessin : G. Polesel	223
Figure 218. <i>Coprinus comatus</i> . Dessin : G. Polesel	223
Figure 219. <i>Coprinopsis acuminata</i> . Dessin : G. Polesel	224
Figure 220. <i>Coprinellus micaceus</i> . Dessin : G. Polesel	224
Figure 221. <i>Parasola auricoma</i> . Dessin : G. Polesel	224
Figure 222. <i>Psathyrella candolleana</i> . Photos : G. Polesel.	225
Figure 223. <i>Lacrymaria lacrymabunda</i> . Photos : G. Polesel.....	225
Figure 224. <i>Calvatia excipuliformis</i> . Photo : G. Polesel.....	226
Figure 225. <i>Lycoperdon perlatum</i> . Photo : G. Polesel	226
Figure 226. <i>Apioperdon piriforme</i> . Photo : G. Polesel	227
Figure 227. <i>Cyathus striatus</i> , photographié lors d'une séance Atelier Pétales et Lamelles. Photo : G.Polesel.....	227
Figure 228. <i>Amanita olivaceo-grisea</i> . Dessin : G .Polesel.....	229
Figure 229. <i>Amanita citrina</i> . Dessin : G. Polesel.....	229
Figure 230. <i>Pluteus pouzarianus</i> . Dessin : G. Polesel.....	230
Figure 231. <i>Entoloma turbidum</i> . Dessin : G. Polesel.....	231
Figure 232. <i>Entoloma euchroum</i> . Dessin : G. Polesel	231
Figure 233. <i>Alnicola</i> sp. Photo : G. Polesel.....	232
Figure 234. <i>Hebeloma</i> grp. crustuliniforme. Dessin : G. Polesel.....	232
Figure 235. <i>Phaeocollybia arduennensis</i> . Dessin : G. Polesel	233
Figure 236. <i>Inocybe asterospora</i> . Dessin : G. Polesel	234
Figure 237. <i>Cortinarius violaceus</i> . Dessin : G. Polesel.....	235
Figure 238. <i>Cortinarius cinnamomeus</i> (Dermocybe). Dessin : G. Polesel.....	235
Figure 239. <i>Gymnopilus junonius</i> . Dessin : G. Polesel	235
Figure 240. <i>Crepidotus variabilis</i> . Dessin : G. Polesel	236
Figure 241. <i>Tubaria conspersa</i> . Dessin : G. Polesel.....	236
Figure 242. <i>Kuehneromyces mutabilis</i> . Photos : G. Polesel.....	237
Figure 243. <i>Pholiota jahnii</i> . Photo : G. Polesel	237
Figure 244. <i>Stropharia caerulea</i> . Dessin : G Polesel.....	238
Figure 245. <i>Hypholoma fasciculare</i> . Dessin : G. Polesel	238
Figure 246. <i>Conocybe echinata</i> (= <i>C. sordida</i>). Dessin : G. Polesel	239
Figure 247. <i>Pholiotina velata</i> . Photo : G. Polesel	239
Figure 248. <i>Panaeolus rickenii</i> . Photos : G. Polesel	240
Figure 249. <i>Hygrophoropsis aurantiaca</i> . Dessin : G. Polesel.....	241
Figure 250. <i>Paxillus involutus</i> . Dessin : G. Polesel	242
Figure 251. <i>Boletus edulis</i> . Dessin : G.Polesel.....	243
Figure 252. <i>Boletus erythropus</i> . Dessin : G. Polesel	243
Figure 253. <i>Tylopilus felleus</i> . Photo : G. Polesel	243
Figure 254. <i>Imleria badia</i> . Dessin : G. Polesel	244
Figure 255. <i>Leccinum duriusculum</i> . Dessin : G. Polesel	244
Figure 256. <i>Scleroderma citrinum</i> . Photo : G. Polesel	245
Figure 257. <i>Geastrum michelianum</i> . Dessin : G. Polesel	246

Figure 258. <i>Geastrum sessile</i> . Dessin : G. Polesel	247
Figure 259. <i>Sphaerobolus stellatus</i> . Photo : G. Polesel.....	247
Figure 260. <i>Phaeoclavulina curta</i> . Dessin : G. Polesel.....	248
Figure 261. <i>Phallus impudicus</i> . Dessin : G. Polesel	249
Figure 262. <i>Clathrus ruber</i> , photographié dans les espaces verts du CHR de Lille lors d'une sortie avec l'Atelier Pétales et Lamelles. Photo : G.Polesel	249
Figure 263. Structure moléculaire du tréhalose . Source Wikipédia	253
Figure 264. Structure moléculaire du mannitol. Source : Wikipédia.....	253
Figure 265. <i>Lepista nebularis</i> . Dessin : G. Polesel	254
Figure 266. <i>Laccaria amethystina</i> , connu pour accumuler le Cesium 137. Photo : G. Polesel	255
Figure 267. Structure moléculaire de la muscarine Source : Wikipédia	257
Figure 268. Structure de l'acétylcholine. Source : Wikipédia	257
Figure 269. <i>Atropa belladonna</i> , planche de Franz Eugen Köhler. Source : Wikipédia.....	258
Figure 270. Structure de l'atropine. Source : Wikipédia	258
Figure 271. Structure de l'acide iboténique. Source : Wikipédia.....	259
Figure 272. Structure du muscimol. Source : Wikipédia.....	259
Figure 273. Structure du glutamate	259
Figure 274. Structure de l'acide γ -aminobutyrique (GABA). Source : Wikipédia.....	259
Figure 275. <i>Amanita muscaria</i> . Dessin : G. Polesel	259
Figure 276. <i>Amanita excelsa</i> var. <i>spissa</i> . Dessin : G. Polesel	259
Figure 277. Structure de la psilocine. Source : Wikipédia.....	261
Figure 278. Structure de la psilocybine. Source : Wikipédia.....	261
Figure 279. Structure du tryptophane. Source : Wikipédia	261
Figure 280. <i>Pluteus salicinus</i> . Photos : G. Polesel	262
Figure 281. <i>Coprius atramentarius</i> . Photo : G. Polesel	264
Figure 282. Structure de la coprine. Source : Wikipédia.....	264
Figure 283. <i>Amanita rubescens</i> . Dessin : G. Polesel	265
Figure 284. <i>Amanita phalloides</i> . Dessin : G. Polesel	267
Figure 285. Structure de l' α -amanitine. Source : Wikipédia	268
Figure 286. Structure de la phalloïdine. Source : Wikipédia	268
Figure 287. Structure de l'orellanine. Source : Wikipédia	271
Figure 288. Structure du Diquat. Source : Wikipédia.....	271
Figure 289. Structure de la gyromitrine. Source : Wikipédia	272
Figure 290. Structure de la méthylhydrazine. Source : Wikipédia.....	272
Figure 291. Structure du cis-diazène. Source : Wikipédia	272
Figure 292. Structure de l'acide acromélique A. Source : Wikipédia.....	274
Figure 293. Ergot de seigle. Source : Wikipédia	275
Figure 294. Structure de l'acide lysergique. Source : Wikipédia.....	276
Figure 295. Structure du LSD. Source : Wikipédia	276
Figure 296. Parcelle envahie d'orties (premier plan) et de ronces (second plan), la rendant inaccessible. Photo : G. Polesel	285
Figure 297. Graphique présentant le nombre d'espèces récoltées pour chaque récolte et la courbe des effectifs cumulés des espèces récoltées.	288
Figure 298. Graphique présentant le nombre d'espèces en fonction du nombre de fois où elles ont été vues.....	289
Figure 299. Graphique présentant l'évolution de l'indice de représentativité en fonction des récoltes.....	290
Figure 300. Régression hyperbolique sans ajustement	292
Figure 301. Régression hyperbolique avec ajustement	293

Figure 302. Graphique présentant la diversité aréale pondérée en fonction de la superficie forestière.....	295
Figure 303. <i>Amanita arrosasia</i> . Dessin : G. Polesel.....	301
Figure 304. <i>Amanita argentea</i> , parcelle 53, le 29 sept. 2019. Photo : G. Polesel.....	302
Figure 305. <i>Artomyces pyxidatus</i> , parcelle 53, le 29 sept. 2019. Photo : G. Polesel.....	304
Figure 306. <i>Coprinopsis alopecia</i> , parcelle 66, le 6 oct. 2019. Photo : G. Polesel	309
Figure 307. <i>Cortinarius camphoratus</i> , parcelle 58 le 14 octobre. Photo : G. Polesel.....	310
Figure 308. <i>Cortinarius</i> sp., parcelle 17, le 6 octobre 2019. Photo : S. Polesel-Righetti.	311
Figure 309. <i>Cortinarius pseudodiabolicus</i> , parcelle 58, le 14 octobre 2019. Photos : G. Polesel	312
Figure 310. <i>Cystolepiota hetieri</i> , parcelle 41, le 27 oct. 2019. Photo : G. Polesel.....	313
Figure 311. <i>Hydropus subalpinus</i> . Dessin : G. Polesel	319
Figure 312. <i>Hygrophorus pustulatus</i> . Photo : R. Courtecuisse	320
Figure 313. <i>Lactarius lilacinus</i> . Dessin : G. Polesel	325
Figure 314. <i>Lactarius omphaliformis</i> . Photo : G. Polesel	325
Figure 315. <i>Mycena adonis</i> var. <i>coccinea</i> . Dessin : G. Polesel	333
Figure 316. <i>Phaeocollybia arduennensis</i> . Photo : R. Courtecuisse.....	336
Figure 317. <i>Russula atroglauca</i> . Photo : G. Polesel	343
Figure 318. <i>Russula carpini</i> . Photos : G. Polesel	343
Figure 319. <i>Russula duportii</i> . Photos : G. Polesel.....	344
Figure 320. <i>Russula melitodes</i> . Photos : G. Polesel	345
Figure 321. <i>Xerocomellus porosporus</i> . Photos : G. Polesel	349
Figure 322. <i>Adelphella babingtonii</i> . Photo : G. Polesel.....	351
Figure 323. <i>Cistella incrustata</i> var. <i>ellipsospora</i> . Photo : G. Polesel.....	352
Figure 324. <i>Peziza arvernensis</i> . Photo : G. Polesel.....	354
Figure 325. Diagramme présentant les espèces des aulnaies selon les conditions physicochimiques. Source : Diaporama de M. Pierre-Arthur Moreau, DU de mycologie 2017.	363
Figure 326. Page de couverture de la liste rouge des champignons menacés du Nord-Pas-de Calais.....	365
Figure 327. Diagrammes des espèces sur liste rouge régionale.....	369
Figure 328. Diagrammes des espèces sur liste rouge nationale.....	371
Figure 329. Diagramme des différents trophismes	377

INTRODUCTION

La région des Hauts de France est riche en biodiversité. Avec sa mosaïque de biotopes variés, aussi bien forestiers que tout à fait singuliers (chênaies, hêtraies, aulnaies, dunes, terrils, landes, prairies, pelouses calcaires, zones humides...), cette région héberge de très nombreux champignons, avec de 6 500 à 7 000 espèces déjà trouvées, l'inventaire n'étant pas encore finalisé. Toutefois ce travail d'inventaire mycologique n'est jamais terminé tant il y a à faire et à découvrir en mycologie. Cette modeste thèse n'a pour seule prétention que de participer à l'inventaire mycologique de la Forêt Domaniale d'Andigny, une pierre de plus pour la grande bâtisse qu'est l'inventaire de la biodiversité.

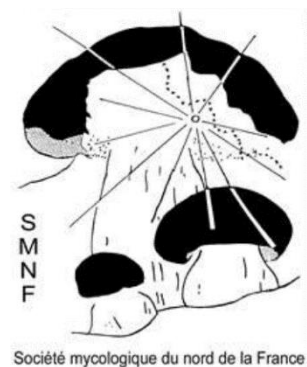
Bien que n'ayant jamais été explorée dans le cadre d'une thèse, la Forêt Domaniale d'Andigny faisait néanmoins l'objet d'excursions organisées périodiquement par la SMNF et plus récemment, en collaboration avec le Pleurote Sinnois.

Ce travail fut ainsi réalisé en partie avec la sincère collaboration de deux structures, l'ONF et la SMNF. Quelques informations sur ces organismes figurent ci-dessous :

ONF : L'Office National des Forêts est un établissement public à caractère industriel et commercial (EPIC) disposant de l'autonomie de gestion depuis sa création en 1966 (par une loi de 1964). Acteur majeur de la filière forêt-bois, l'ONF rassemble plus de 9 000 professionnels. En Métropole comme en Outre-mer, elle gère près de 11 millions d'hectares de forêts publiques appartenant à l'État et aux collectivités territoriales. La Forêt Domaniale d'Andigny fait partie de ces 4,6 millions d'hectares situés en métropole gérés par l'ONF chargé d'exploiter et commercialiser la ressource en bois.



SMNF : La Société Mycologique du Nord de la France est une association à but non lucratif, créée en 1967 (régie par la loi du 1/7/1901), actuellement présidée par M. Christophe Lécuru, et qui regroupe plus de 220 membres qu'ils soient amateurs ou professionnels. Tous ont un point commun : leur intérêt pour les champignons que ce soit pour les reconnaître dans la nature, se familiariser avec leurs propriétés, leur classification, leur rôle, leur protection ou leur éventuelle comestibilité. Ses nombreuses activités pour promouvoir et partager cette connaissance mycologique, s'effectuent au travers de sorties sur le terrain, de conférences et de publications scientifiques dont un bulletin semestriel.



Siège Social : SMNF - Dépt. Des Sciences Végétales et Fongiques - Faculté des Sciences Pharmaceutiques et Biologiques de Lille.

Avant d'exposer et commenter nos résultats, nous présenterons le site tant sur le plan naturel qu'environnemental, ensuite quelques généralités sur les champignons, pour mieux comprendre quel est le sujet de cette étude et enfin son analyse.

1ère Partie : Présentation générale du site

I. SITUATION GEOGRAPHIQUE

La Forêt Domaniale d'Andigny, répertoriée sous l'identifiant national 220013443, est située dans la Région des Hauts de France, au Nord-Est du département de l'Aisne. Située à proximité des communes de Vaux-Andigny, Wassigny et Mennevret, son territoire se partage d'Est en Ouest entre les communes de Hannapes, de Tupigny, de Mennevret et enfin Seboncourt. À l'extrémité Ouest/Sud-Ouest, elle jouxte le bois de Riquerval qui n'est pas domanial.



Carte 1 : Carte satellite situant la Forêt d'Andigny. Source : Google Maps.

La superficie de la forêt est de 1431 hectares, 28 ares et 87 centiares selon l'ONF qui en est le gestionnaire et l'exploitant de sa production sylvicole. Le massif forestier est isolé au sein de vastes étendues cultivées en « Open Field » pour la production agroalimentaire. Il est également longé à l'Est par la Vallée de l'Oise, sans jamais la côtoyer. La forêt est parcourue par différents axes routiers :

- D28 au Nord, de Wassigny à Bohain-en Vermandois,
- D27 à l'Est, de Wassigny à Hannapes,
- D66 à l'Est/Sud-Est, de Etreux à Tupigny,
- D68 au centre, selon un axe nord sud, traversant Mennevret et Petit-Verly,
- D69 au centre, selon un axe Nord-Ouest, Sud-Est, entre Vaux-Andigny et Tupigny, traversant également Mennevret,
- D960 à l'ouest en direction du sud.

Bien que son altitude soit comprise entre 135 et 183 mètres, et que le relief apparaisse d'un point de vue général peu marqué, la forêt offre des biotopes divers en liaison avec le sous-sol géologiquement varié, et les pentes parfois fortes des minuscules vallées qui la parcourent.

II. CONTEXTE HISTORIQUE

La Forêt Domaniale d'Andigny, aussi appelée localement Bois de Mennevret, est en fait le vestige d'une forêt beaucoup plus ancienne et beaucoup plus vaste : la Forêt d'Arrouaise.

Le principal texte faisant référence à cette antique forêt a été rédigé par Antoine-Alexandre-Joseph Gosse, prieur à l'Abbaye d'Arrouaise, et publié en 1773.

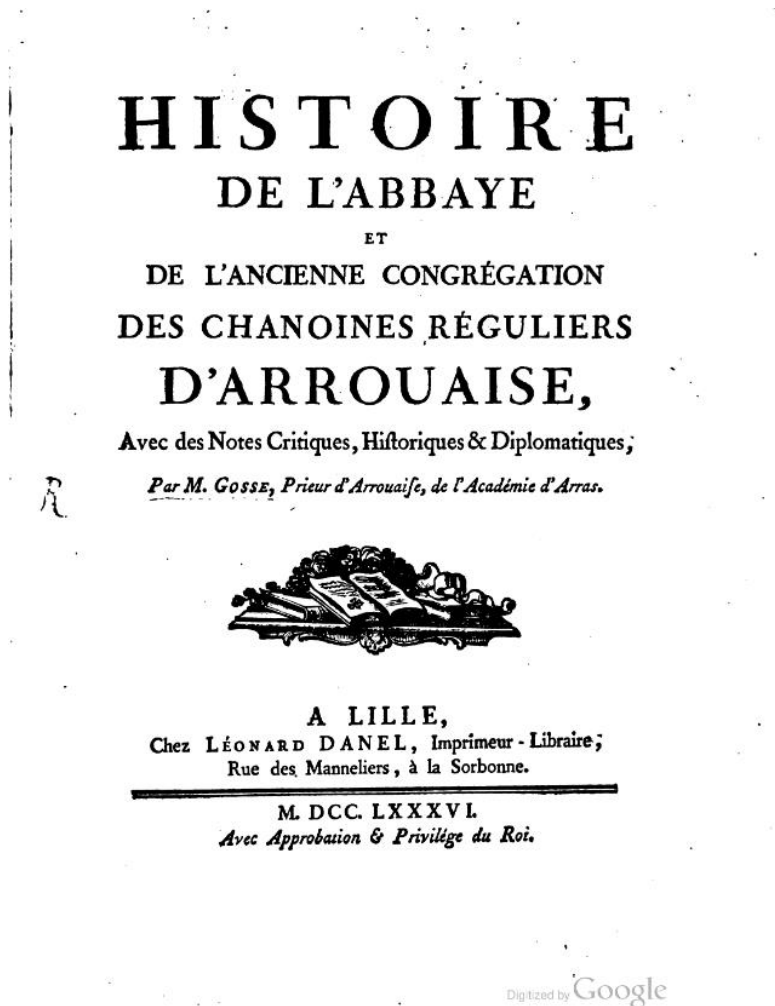


Figure 1. Page titre de "Histoire de l'abbaye et de l'ancienne congrégation des chanoines réguliers d'Arrouaise".

En effet, on ne peut dissocier Abbaye et Forêt d'Arrouaise puisque la forêt tient son nom de la Congrégation des Chanoines réguliers d'Arrouaise, suivant la règle de Saint Augustin. Même si on trouve d'autres ouvrages postérieurs à celui-ci mentionnant l'Abbaye d'Arrouaise (et par extension la Forêt d'Arrouaise), ceux-ci citent systématiquement le récit du Prieur Gosse. C'est pourquoi je le considère comme un texte fondateur pour situer d'une part la Forêt d'Arrouaise, mais aussi son évolution pour aboutir à l'actuelle Forêt d'Andigny.

J'ai pris la décision de faire figurer en annexe le premier chapitre du texte originel, écrit dans le français de l'époque (Voir Annexe 1). C'est lui que je citerai régulièrement pour illustrer mon propos.

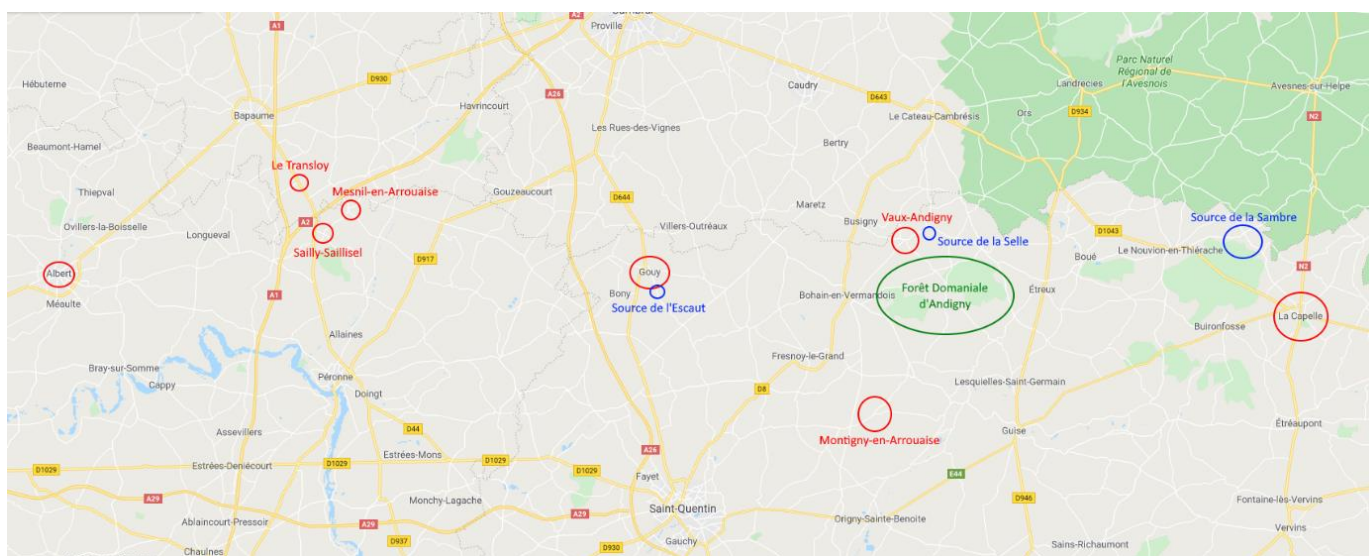
Nous apprenons dans un premier temps par Gosse qu'il existait différents noms pour caractériser l'Abbaye : *Abbatia Sanctae Trinitatis*, *Sancti Nicolai*, *in Arida-Gamantia*, *in*

Arroasia, et de Trunco-Berengarii. Nous allons nous attarder sur les trois derniers. Gosse nous explique différentes théories concernant l'origine et la signification du mot Arrouaise.

Pour lui, le mot *Arroasia* a été formé par corruption d'*Arida-Gamantia*. Et bien que certains de ses contemporains avançaient l'hypothèse d'une origine celtique, Gosse la réfutait en opposant une origine grecque. À savoir que le mot *Gamantia*, composé des mots grecs *Gaïa* (Terre) et *Mantia* (Divination), pourrait signifier littéralement Terre de Divination. Ce qui n'est pas impossible quand on met en parallèle ce terme avec les pratiques druidiques des Gaulois. Toujours selon Gosse, qui cite au passage César et son *De Bello Gallico* (*La Guerre des Gauls*), ces forêts servaient de lieux d'assemblée pour les « prêtres gaulois » (des druides donc...). Ceux-ci y étaient chargés des décisions de justice et de l'instruction des jeunes d'une part, de l'interprétation des présages et de la prédiction de l'avenir d'autre part. Il en conclut donc que la Forêt d'Arrouaise était une de leurs retraites sacrées et que le nom de *Gamantia*, Terre de Divination, lui a survécu à travers les siècles.

Qu'en est-il du mot *Arida* ?

Sans aucun doute, il ne fait que désigner la situation de la Forêt d'Arrouaise, une zone sèche et élevée, qui était située entre les zones humides du marais audomarois (près de Saint-Omer) et des Moères (au nord de Dunkerque) au nord et de l'Authie et surtout de la Somme au sud, tous deux se jetant dans la Manche. Gosse nous confie que la Forêt d'Arrouaise, à son origine, s'étendait depuis Encre (aujourd'hui Albert), jusqu'à la Sambre et La Capelle, se prolongeant vers les Ardennes. Il donne comme mesure vingt-cinq lieues, soit un peu plus de 120 km de largeur. Il y a encore, de nos jours, des localités qui ont conservé le nom d'Arrouaise. Du côté d'Albert, on trouve certes l'Abbaye d'Arrouaise (près du Transloy), mais aussi Mesnil-en-Arrouaise, Sailly-en-Arrouaise (aujourd'hui Sailly-Saillisel ?) ; et vers La Capelle, Gouy (qui a perdu cette particule), Montigny-en-Arrouaise, Vaux-en-Arrouaise. Cette dernière, en 1819, fusionna avec la commune de Andigny-les-Fermes pour donner Vaux-Andigny. Par ailleurs, le Prieur Gosse cite de nombreuses sources qui se trouvaient dans la forêt : entre autres celles de l'Escaut, de la Selle, de l'Oise (en Belgique, au sud-est de Chimay), de la Sambre, etc. Toutefois il y a une indication que je n'arrive pas à situer : il cite un ruisseau qui tombe dans l'Oise à Hanaples, portant le nom d'Arrouaise. Or je n'ai trouvé ni l'un ni l'autre. La seule hypothèse que je puisse émettre est qu'il pourrait s'agir en fait de Hannapes et que le ruisseau en question soit aujourd'hui l'Iron... Cela reste à vérifier.



Carte 2. Localisation des lieux témoignant de l'étendue passée de la forêt d'Arrouaise par le Prieur Gosse. Source : Google maps

Il reste enfin à aborder la dénomination *De Trunco-Berengarii*. Ce nom est lié en fait au site même de l'abbaye, bien avant sa fondation.

Historiquement, Béranger était un bandit de grand chemin, installé alors en la Forêt d'Arrouaise. À sa mort, ses frères, pour profiter encore de la terreur qu'inspirait son nom, creusèrent une niche dans un arbre près de sa tombe. L'un d'eux s'y cachait et, lorsqu'ils avaient fait des prisonniers, ils imaginaient un macabre tribunal. Celui qui était dissimulé, se faisant passer pour un Béranger fantomatique, fixait alors la rançon du prisonnier. C'est ainsi que le triste nom de Tronc-Béranger fut créé.

Les fondateurs de l'Abbaye sont Heldemare et Conon, anciens Maîtres de Chapelle de Guillaume le Conquérant. À sa mort en 1087, ils quittèrent la Cour d'Angleterre pour pèlerinage. Ils jetèrent finalement les fondations de l'Abbaye d'Arrouaise, à la frontière des comtés de Flandre et de Vermandois, près du Transloy, au sud de Bapaume, au lieu-dit du Tronc-Béranger en 1090.

L'histoire riche et mouvementée de cette Abbaye ne peut hélas entrer dans le cadre de cette thèse.

Comment la Forêt d'Arrouaise a-t-elle évolué pour aboutir à notre Forêt d'Andigny ?

Il a été établi qu'au Moyen-âge, et même durant l'Antiquité, une forêt d'une telle dimension constituait bien souvent une frontière physique et un terrain inhospitalier. Toutefois, au profit d'une clairière, une communauté arrivait à s'installer, comme ce fut le cas de l'Abbaye d'Arrouaise. Pour pouvoir assurer sa subsistance et son autonomie, le défrichage de la forêt et la culture de ces nouveaux terrains se sont imposés de façon triviale. Avec le temps, plusieurs de ces communautés, aussi bien religieuses que laïques, se sont reliées par des routes, très souvent d'anciennes voies gauloises ou romaines. De cette façon, la traversée initialement dangereuse de ces terres devenait plus sûre, ces communautés faisant alors office d'étapes et de refuges.

Et donc, à partir d'une forêt compacte et quasi-impénétrable, nous observons au cours des siècles un morcellement progressif de celle-ci pour finalement la réduire à une succession de bois dispersés au milieu de la campagne. Je me permets de citer encore une fois le prieur Gosse qui dans son catalogue des lieux portant encore le nom d'Arrouaise, cite un certain nombre de bois éparpillés entre Albert et La Capelle. Je ne peux vous confirmer s'ils y ont tous subsisté jusqu'à nos jours, hormis bien sûr la Forêt d'Andigny.

Hélas, les XVe et XVIe siècles furent nocifs, pour ne pas dire fatals, à la Congrégation et à l'Abbaye. Après la Guerre de Trente Ans (1618-1648), l'Abbaye d'Arrouaise, dépouillée de son prestige et dans un Artois dévasté, tomba sous juridiction épiscopale. Elle végéta tant bien que mal jusqu'à la Révolution française qui la supprima définitivement. C'est en 1791 que la Forêt d'Andigny devint finalement domaine de l'Etat.

Que s'est-il passé après ?

Grâce au Plan de Révision d'Aménagement Forestier de l'ONF, nous pouvons retracer brièvement l'exploitation dont a fait l'objet la Forêt Domaniale d'Andigny. Deux périodes marquantes sont à noter.

La première se situe durant la première Guerre Mondiale, où les forêts du Nord de la France ont fait l'objet d'une exploitation systématique par les troupes ennemies. Seuls 74 hectares furent épargnés, 464 hectares furent complètement rasés et des 801 hectares restants, les deux tiers furent fortement exploités.

Durant l'entre-deux guerres, une plantation très importante de chênes, de frênes, de hêtres notamment a été réalisée mais sans avoir le succès escompté. La cause est double : d'une part le manque de l'entretien nécessaire et d'autre part les ravages produits par les lapins.

La deuxième période marquante est la seconde Guerre Mondiale, où la Forêt a été de nouveau exploitée trop sévèrement. On estime qu'il restait environ une douzaine d'hectares en 1945.

Après cela, l'ONF a réalisé d'importants travaux de plantation dans un but de régénération tant naturelle qu'artificielle, les associant à une exploitation raisonnée de la Forêt d'Andigny.

Remarque à propos du Château de l'Arrouaise... (Source : Wikipédia)

Aussi connue sous le nom de Grande Arrouaise, cette maison de maître fut érigée dans les années 1850 par le baron Seillière.

À la mort de Louis-Henri de Bourbon, dernier Prince de Condé, son neveu Henri d'Orléans, duc d'Aumale, hérita en 1830 de l'immense domaine de Guise, incluant alors plus de 10 000 hectares de bois et forêts, de fermes et châteaux en Thiérache. Souhaitant la restauration du château de Chantilly, et également l'expérimentation de nouvelles techniques agricoles, il développa le domaine d'Arrouaise.

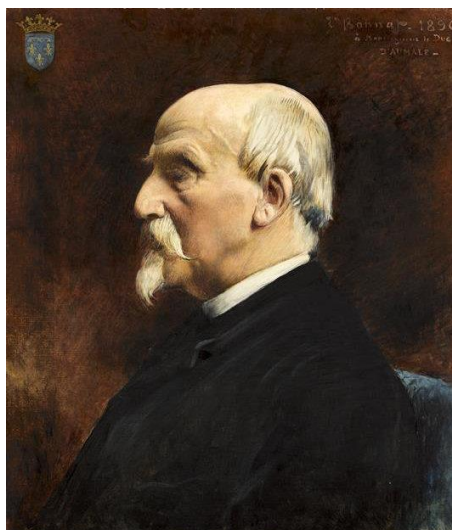


Figure 2. Portrait de Henri d'Orléans, duc d'Aumale, en 1890 par Bonnat. Source : Wikipédia

La société Seillière acquit le domaine à l'exil des Orléans en 1852 (avec l'avènement de Napoléon III). Dans un but de rentabilisation de ce domaine prestigieux, les nouveaux acquéreurs firent défricher 500 hectares en 1859. Ils construisirent une sucrerie à Oisy et la Ferme de l'Arrouaise se vit doter d'une bergerie, d'une vacherie, d'une écurie, d'une bouverie d'engrais et d'une bouverie de travail. Ainsi l'ensemble comprenait en outre une dizaine de granges et greniers, ainsi que tous les services techniques assurant l'autonomie du domaine :

moulin à battre, infirmerie vétérinaire, forge, charron, bourrelier et machine à vapeur. Au centre du hameau fut bâti le château du directeur de l'Arrouaise.

Après la bataille de Sedan et l'abdication de Napoléon III, le duc d'Aumale reprit possession de l'intégralité de son domaine, désormais transformé, tout en s'appuyant sur les directeurs et régisseurs mis en place par Seillière. À sa mort, le domaine de Guise et le château-ferme de l'Arrouaise revinrent en usufruit à son neveu le duc de Chartres, puis au fils de ce dernier, Jean d'Orléans, dernier « duc de Guise ».

L'Arrouaise a traversé les combats, parfois violents, qui se sont déroulés en Thiérache d'Aumale (c'est-à-dire un des trois territoires de la Thiérache, comprenant alors la ville de Guise et appartenant au Duc d'Aumale) pendant les deux guerres mondiales, notamment la bataille de Guise en 1914 et les combats de Wassigny en juin 1940. De profonds cratères de bombes observés dans la forêt en témoignent, comme aussi la découverte d'un obus éclaté par celle 95. Le 25 août 1940 s'éteignit le « duc de Guise » et son domaine fut alors morcelé entre ses nombreux héritiers.



Figure 3. Photo d'obus découvert en forêt d'Andigny. Source G. Polese

Le château et les fermes de l'Arrouaise furent, quant à elles, mises en location, ainsi que les autres pâtures et dépendances herbagères. Enfin, l'ensemble des propriétés connut de nouvelles restructurations dans les années 1940, au fil des décès et successions de la famille d'Orléans et de ses alliés, puis quitta définitivement l'ancien domaine ducal et princier, vendu à des particuliers.

Aujourd'hui, l'activité paysanne subsiste dans le hameau de l'Arrouaise, où deux fermes pratiquent respectivement l'élevage ovin, la culture céréalière et les réparations mécaniques d'engins agricoles. Rare vestige des châteaux-fermes de la révolution industrielle agraire, le manoir a été acquis en 2013 par une personne privée.

III. CONTEXTE GEOLOGIQUE, HYDROLOGIQUE ET PEDOLOGIQUE

A) Géologie

Tout d'abord, on remarque une différence d'annotation entre les cartes géologiques, ou feuilles, de Bohain-en-Vermandois et de Guise. Ce qui nous oblige à analyser séparément chacune d'elles avant de les coordonner et d'en déduire l'histoire géologique de la Forêt Domaniale d'Andigny.

1) Analyse de la Carte géologique de GUISE : les terrains et leurs localisations.

a. ÈRE PALÉOZOÏQUE.

Elle se limite au Dévonien.

- Le Dévonien supérieur est représenté par l'étage Famennien (D6) : schistes et psammites (grès micacés à ciment argileux).

Situé sur la carte aux repères Long. 715 et Lat. 261, cette tâche minuscule dans le coin supérieur droit de la feuille correspond au socle hercynien dont le pendage est évalué à 15/1000 vers le sud-ouest. On le trouve à la cote -159 soit 280 mètres de profondeur sous la ville de Guise.

On verra ultérieurement son influence sous Andigny.

b. ÈRE MÉSOZOÏQUE.

On n'observe que du Crétacé.

- La Transgression jurassique par le Sud est invisible sur la carte, atteignant « à peine » la vallée de l'Oise.
- Le Crétacé inférieur est représenté par les étages Aptien (n6) et Albien (n7d).
 - n6 est repéré par forage au repère Long. 716 et Lat. 260, à 175 mètres de profondeur.
 - n7d a été trouvé à Étréaupont sous les alluvions Fx et Fy de l'Oise.

On peut rajouter que ces étages sont probablement présents en profondeur sous Andigny.

- Le Crétacé supérieur affleure au sud-est d'Andigny, dans les vallons entre Tupigny et Hannapes.

Le Cénomaniens inférieur (C1), le Cénomaniens moyen (C2b) et le Cénomaniens supérieur (C2c) se trouvent dans la partie sud-est de la carte, en fond de versant, dans les vallées. Ils y sont présents, observables, mais sans contact visible avec les terrains plus anciens de l'Aptien et de l'Albien.

Le Turonien inférieur (C3a), aussi connu sous les noms de craie bleue ou de diève bleue, de même que le Turonien moyen (C3b) et le Turonien supérieur (C3c) sont tous trois à l'affleurement entre Tupigny et Étreux, sur le versant nord-ouest de la vallée occupée par le canal de la Sambre à l'Oise. Cette vallée jouxte au plus près la Forêt d'Andigny dans sa partie sud-est.

On remarque que l'ensemble du Turonien affleure plus nettement dans la moitié sud-est de la feuille, dans les pentes de la vallée de l'Oise et de ses ruisseaux affluents. Le passage du Turonien inférieur au Turonien moyen est visible à Floyon mais indistinct près d'Andigny. Le passage du Turonien moyen au Turonien supérieur montre des mélanges de fossiles du fait de la faible épaisseur du Turonien moyen. Ce passage est aussi indistinct près d'Andigny.

Le Turonien supérieur affleurant entre Tupigny et Étreux présente deux **faciès**, c'est-à-dire deux roches de même âge et donc du même étage mais de compositions et de contenus fossilifères différents, en association avec des conditions de dépôt différentes.

- C3c est en fait de la craie blanche à silex dont les rognons sont noirs et la gangue blanche
- C3d est de la craie grise, au sommet du Turonien supérieur et elle fait la transition avec le Coniacien basal.

Le Coniacien inférieur (C4a) ne se distingue du Turonien supérieur que par son caractère induré et son contenu fossilifère. Il affleure au sud-ouest de Guise.

Le Coniacien moyen (C4b) et le Coniacien supérieur (C4c) forment des affleurements au sud-ouest de Guise. Bien visibles au sud de Guise, ils restent parcellaires à proximité de la ville.

On remarque que tout le Coniacien est absent de Tupigny à Étreux, où l'Éocène repose directement sur le Turonien supérieur, ce qui est davantage dû à l'érosion plutôt qu'à un défaut de dépôt.

Hormis ces trois principaux étages, on n'observe pas d'autres étages appartenant au Crétacé. Il manque donc le Sénonien (-83.8 ± 0.7 à -65.5 ± 0.3 Ma).

c. ÈRE CÉNOZOÏQUE.

Cette ère commence par une lacune stratigraphique qui prolonge celle de la fin du Crétacé. Elle s'étend de la base du Danien (-65.5 ± 0.3 Ma) à la base du Thanétien (-58.7 ± 0.2 Ma).

- Le Thanétien, est aussi appelé Landénien marin lequel en est un faciès (e2c).

Il comprend des sables quartzeux altérés superficiellement, bioturbés à Vénérolles mais non fossilifères. Des entablements de grès mamelonnés très durs terminent l'étage et sont recouverts par les limons quaternaires. Ces sables, plus épais à l'Ouest (et donc sous la Forêt d'Andigny), atteignent une dizaine de mètres et ont été fortement ravinés avant le dépôt des terrains sus-jacents. Leur toit varie de plusieurs mètres sur vingt mètres de distance à Vénérolles. Ils sont le constituant principal du sous-sol de la Forêt d'Andigny dans cette partie de la carte où ils affleurent peu mais ont été identifiés sous les limons lœssiques.

- L'Yprésien n'est pas mentionné sur la carte, bien que celui-ci devrait être trouvé entre le Thanétien et le Lutétien. Il s'agit d'une **lacune stratigraphique**.
- Le Lutétien (Re5) est représenté par des grès (à *Nummulites laevigatus*), seul vestige d'un Éocène par ailleurs lacunaire.

Des calcaires silicifiés à *Nummulites laevigatus* ont été retrouvés ponctuellement en Forêt d'Andigny (annoté *Re5). Ils témoignent de la présence puis de l'érosion du Lutétien. Les témoins lutétiens étant rares, on en conclut qu'une émergence a suivi le Thanétien et que tous

les terrains postérieurs, y compris le lutétien ont été érodés sous régime continental... ou ne se sont jamais déposés.

On constate l'absence de tous les terrains de l'Éocène postérieurs au Lutétien à partir de -40.4 ± 0.2 Ma jusqu'au dépôt des limons lœssiques quaternaires. Ceci permet de conclure à l'émersion de la région pendant les 40 derniers millions d'années jusqu'à aujourd'hui. Toutes les autres formations géologiques postérieures au Lutétien sont continentales.

d. LES FORMATIONS SUPERFICIELLES

Parallèlement à cette évolution géologique, on a défini d'autres terrains qui sont des **formations résiduelles à silex**. Elles proviennent de la décarbonatation de la craie du Turonien et se présentent sous la forme d'amas de silex. Ce sont les biefs à silex que l'on trouve entre la craie et les sables landéniens ou bien entre les formations sédimentaires du Mésozoïque et les limons. On n'en voit pas sous Andigny, mais on peut ramasser des éclats de silex dans la forêt.

Les **limons lœssiques** de la dernière partie du Cénozoïque, autrefois appelée Quaternaire, recouvrent largement la carte. Ils sont généralement décalcifiés mais peuvent recouvrir un lœss calcaire. On a répertorié plusieurs dépôts d'âges différents : au moins deux ont été reconnus, chacun étant à associer à un épisode glaciaire. L'épaisseur de 1 à 7 mètres de ces dépôts éoliens continentaux détermine le comportement hydrographique du sol et son utilisation agricole. Dans l'ouest de la feuille, l'épaisseur de lœss de moins de 1 mètre permet d'identifier au-dessous les sables thanétiens. Leur présence est aussi identifiée sous de plus épais dépôts lœssiques.

Du point de vue des paysages, les très fortes épaisseurs de lœss sont associées au bocage, les épaisseurs moyennes favorisent les grandes cultures agroalimentaires, et enfin les faibles épaisseurs qui entraînent une sécheresse et une pauvreté relative des sols sont associées à la Forêt d'Andigny.

Les formations superficielles comprennent aussi **alluvions et colluvions**. Les limons lœssiques peuvent avoir été remaniés et enrichis par du sable thanétien. Les pentes érodées par ruissellement donnent lieu à des accumulations d'éléments présents initialement sur les versants, au fond des dépressions et au bas des pentes : ce sont les colluvions (CV). Ainsi de tels dépôts soulignent les vallons secs et les lits des ruisseaux temporaires ou permanents en Forêt d'Andigny ; ces colluvions sont diversement riches en argiles.

Les terrasses alluviales occupent les vallées d'importance, comme l'Oise (Fx, Fy, Fz). La Forêt d'Andigny n'est pas concernée. Seul le plus long ruisseau d'Andigny, au sud de Wassigny montre un lit d'alluvions Fz, correspondant au plus récent dépôt.

2) Analyse de la Carte géologique de BOHAIN-EN-VERMANDOIS : les terrains et leurs localisations.

La feuille de Bohain-en-Vermandois ne présente à l'affleurement aucun terrain plus ancien que le Turonien supérieur, ce qui correspond à une colonne stratigraphique limitée à onze formations.

a. ÈRE PALÉOZOÏQUE.

Les terrains paléozoïques ont été rencontrés en profondeur par forage.

b. ÈRE MÉSOZOÏQUE.

- Le Turonien inférieur (C3b) est constitué de bancs argileux, marneux, gris ou bleuâtres, sur 10 à 20 mètres.
- Le Turonien supérieur repose sur ces bancs argileux appelés localement **dièves**. C'est le seul étage visible à l'affleurement sur la feuille de Bohain, on le trouve entre 110 et 85 mètres de profondeur sous Andigny.

Le Turonien supérieur comprend deux types de craies (comme sur la carte de Guise) :

- C3c : la craie blanche à silex noirs cornus, épaisse de 15 mètres. Elle surmonte les marnes du Turonien inférieur sans discontinuité marquée.
- C3d : la craie grise renferme de la glauconie (silicate de fer aluminium potassium, caractéristique des milieux marins) et des phosphates de chaux (phosphates d'origine organique formés à partir de restes marins), épaisse alors de 5 à 7 mètres là où elle affleure.
- Le Coniacien-Santonien (ces deux étages sont regroupés en C4-5). Épais d'une cinquantaine de mètres, il affleure largement. Les deux assises paléontologiques (une coniacienne en bas et l'autre santonienne au-dessus) sont indiscernables du point de vue lithologique, formant un seul ensemble de même nature sur lequel reposent les terrains cénozoïques d'Andigny.
- Le Campanien (C6), absent de la feuille de Guise, se compose de craie phosphatée. On constate une grande variabilité dans la répartition des terrains au sud de la feuille, l'épaisseur de ceux-ci et leur richesse en phosphate de chaux. Partout où elle affleurerait, cette craie a été intensément exploitée. Elle est toutefois absente du sous-sol de la Forêt d'Andigny où la série des terrains mésozoïques se termine par la craie coniacienne.

c. ÈRE CÉNOZOÏQUE.

Le Cénozoïque débute par la transgression marine landénienne dont la base est marquée par des galets de silex qui en sont les vestiges. La lacune stratigraphique s'étend de la fin du Campanien (-70.6 +/- 0.6 Ma) à la base, probable, du Thanétien (-58.7 +/- 0.2 Ma). Ce terrain a été retrouvé à Cambrai.

À l'issue de cette lacune, on observe une nouvelle transgression marine progressant alors vers le Sud-Est qui dépose trois formations :

- Le tuffeau de Prémont constitué de sables glauconifères très fins ;
- L'argile de Clary, plastique, gris noirâtre ou gris verdâtre ;
- Le tuffeau de Honnechy constitué de sables argileux glauconifères devenant cohérents pour devenir du tuffeau.

Ces trois terrains forment le Landénien marin (e2a). Il faut noter que non seulement ils se présentent de bas en haut successivement mais reposent aussi directement sur la craie, l'un après l'autre, du Nord-Ouest au Sud-Est, au fur et à mesure de la transgression. Sous Andigny, le Landénien marin (e2a) repose en discordance sur la craie blanche C4-5 du Coniacien-Santonien.

Le Landénien marin se poursuit par les sables de Granglise, qui affleurent largement sous la Forêt d'Andigny et comptent au plus une quinzaine de mètres d'épaisseur près de Mennevret. À Vaux-Andigny le toit du Landénien a été relevé à la cote -163 mètres.

La régression marine s'accompagne d'une tendance fluvio-marine qui caractérise les dépôts des sables dits du Quesnoy avec peu de fossiles et des lentilles d'argile plastique ligniteuse d'une granulométrie irrégulière. Ce Landénien continental (e2c) contient en outre des bancs de grès mamelonnés sous les limons près de la surface et couronne les points hauts. Ces sables et grès reposent indifféremment dans les poches et dépressions de la craie ou sur le Landénien marin. Le plus proche affleurement identifié se trouve au nord d'Andigny-les-Fermes, mais on n'en observe pas sous la forêt où c'est le Landénien marin qui domine largement.

Les seuls vestiges de l'Éocène sont les blocs de grès, dérivant de calcaires silicifiés, datant du Lutétien et contenant *Nummulites laevigatus*. Les grès lutétiens de l'Arrouaise, aussi appelés « Gris » ou « Pierre de Thiolet » ont été exploités pour empierrer les chemins communaux et les routes forestières.

Toutes les formations géologiques antérieures au Lutétien, entre le Thanétien moyen et le calcaire lutétien silicifié sont soit continentales soit lacunaires. Tous les terrains postérieurs au Lutétien sont des formations continentales et superficielles. La mer s'est retirée il y a 40 millions d'années environ et n'est jamais revenue.

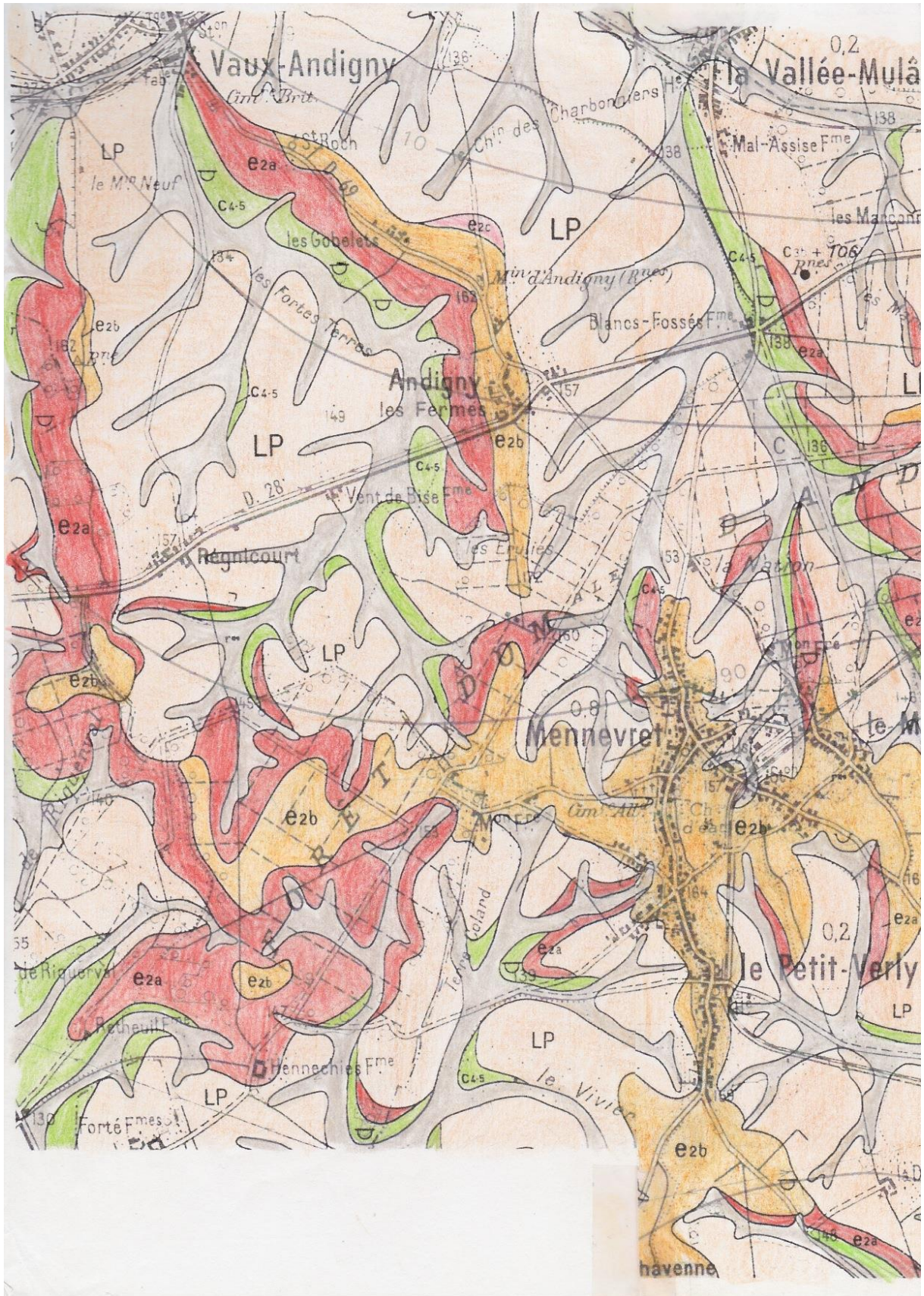
d. LES FORMATIONS SUPERFICIELLES

- Les limons loessiques

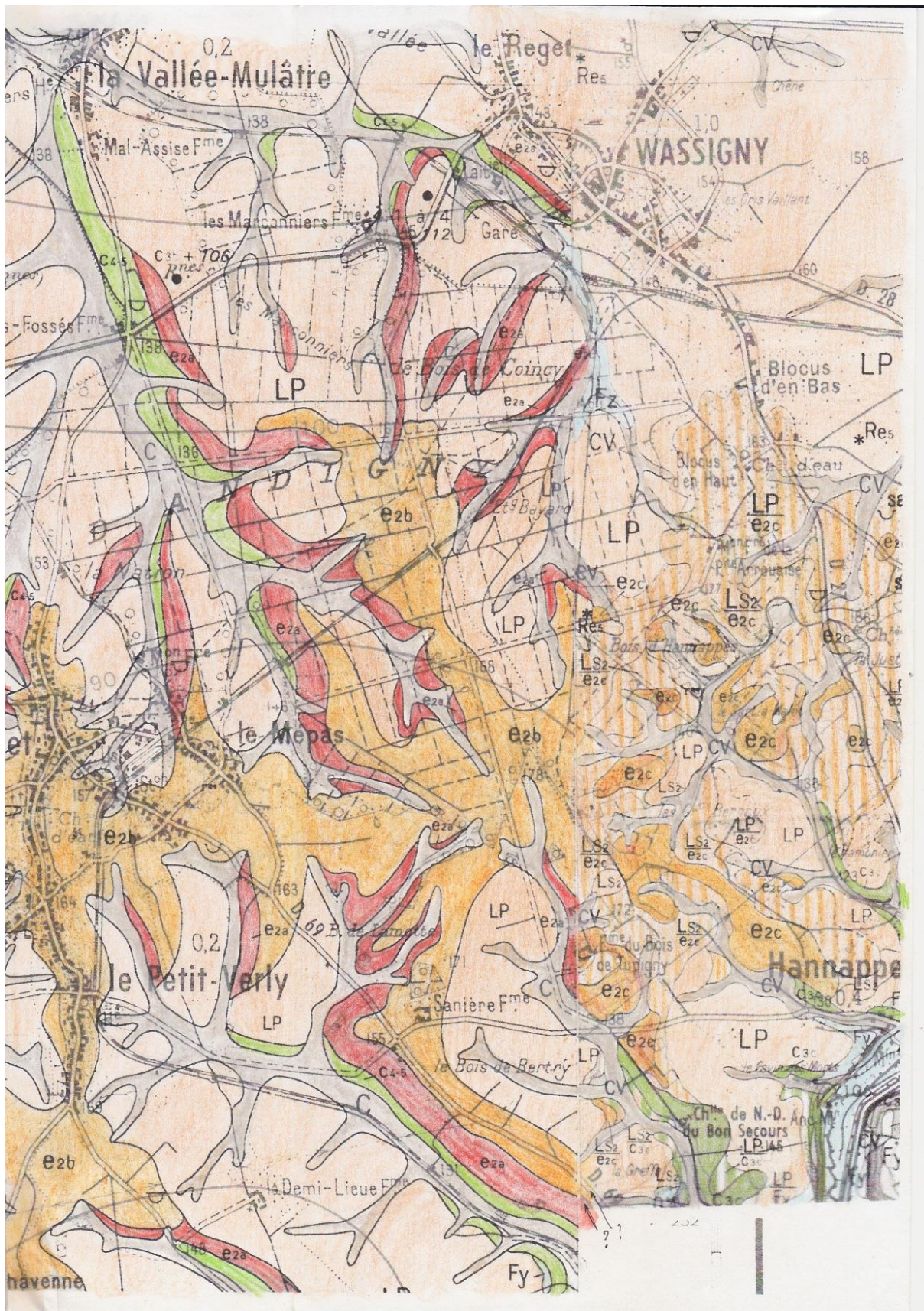
Leur composition reflète la nature et l'influence du sous-sol. Décalcifiés en surface sur quelques mètres et transformés sur place, ils donnent un Lehm (exploité comme terre à briques). Dessous, on observe plus de 5 mètres de loess argileux (qui fut mesuré sur les plateaux). Cette assise a fourni des restes de mammoth (*Elephas primigenius*). La base de ces dépôts éoliens et diluviaux présente des particules crayeuses (nommé ergeron) et des débris de grès landénien érodés selon les régions.

- Alluvions et colluvions : les formations récentes

Tout ce qui en a été dit pour la carte de Guise peut être repris ici.

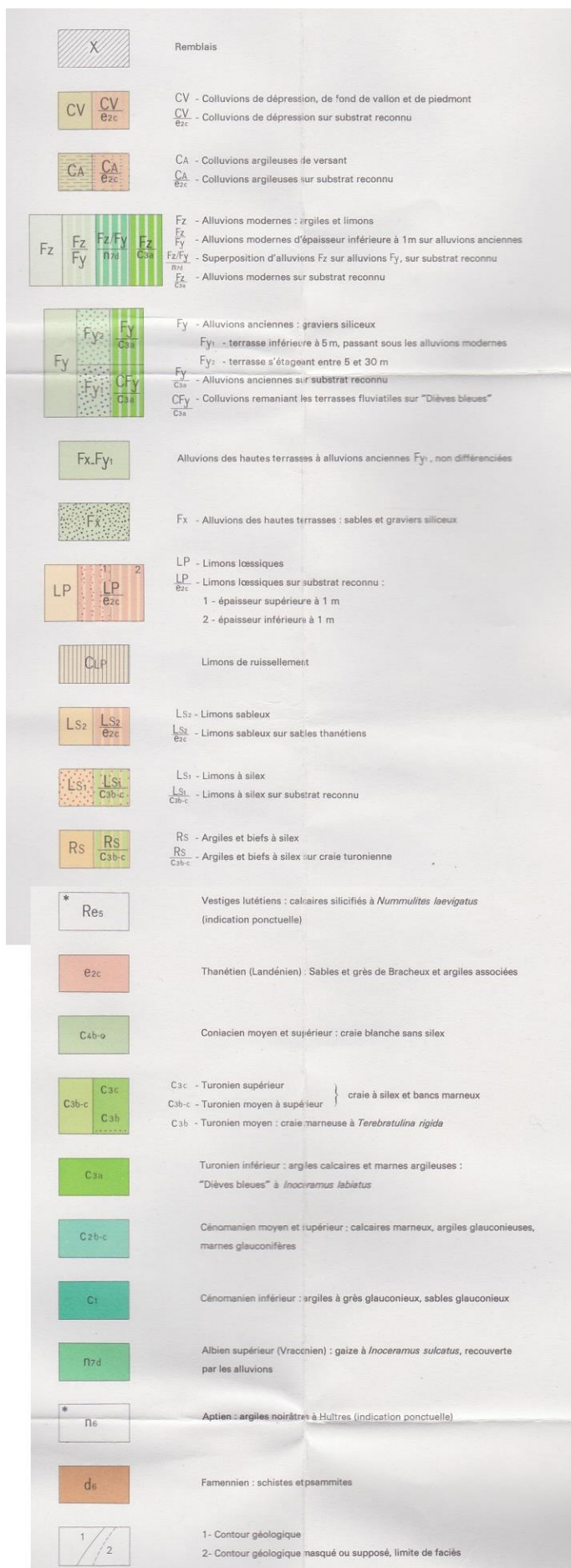
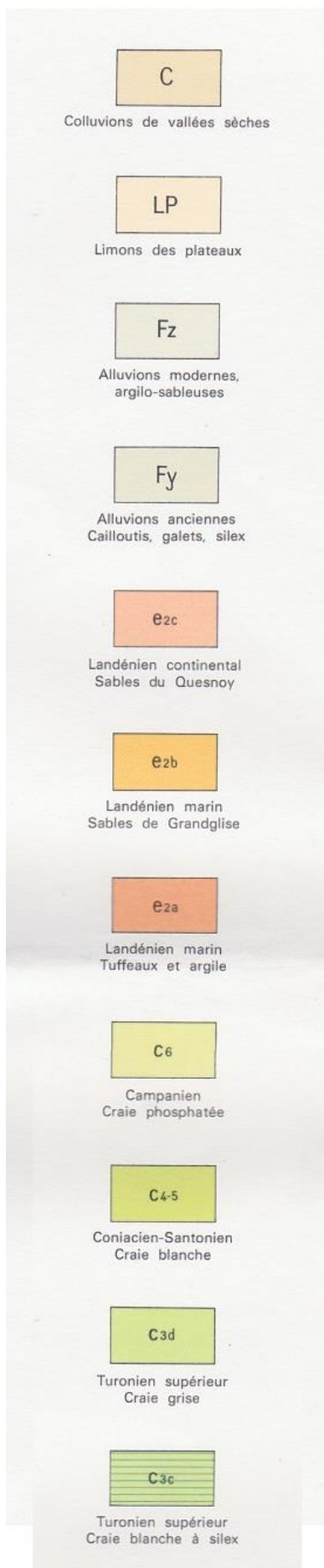


Carte 3. Carte géologique de la partie Ouest, à partir de la carte du BRGM. Coordinée et recoloriée par G. Polesel



Carte 4. Carte géologique de la partie Est, à partir des cartes du BRGM. Coordonnée et recoloriée par G. Polesel

Tableau 1. Colonnes stratigraphiques des cartes de Bohain-en-Vermandois (à gauche) et de Guise (à droite). Source : BRGM



3) À propos de la coordination des 2 feuilles.

On constate une différence d'annotation des terrains de l'Éocène selon les cartes.

La carte de Bohain différencie deux formations marines (e2a et e2b), et une formation continentale (e2c), pour le Thanétien ; alors que la carte de Guise ne mentionne que les sables et grès de Bracheux (notés e2c). Ceci pose un problème puisque les sables du Landénien se voient attribuer une origine marine au lieu de continentale.

Sur la feuille de Bohain, le sigle e2c désigne les sables du Quesnoy qui appartiennent au Landénien continental. Cette différence d'annotation rend la coordination des deux feuilles particulièrement difficile du fait que la feuille de Guise ne mentionne ni les sables du Quesnoy ni le Landénien inférieur noté e2a.

Dans la zone de contact entre les deux cartes, on note des anomalies :

- Sur la même latitude que le Mépas, vers l'Est, entre les repères 253 et 254, les affleurements notés e2b sur la feuille de Bohain sont en concordance géographique avec les affleurements notés e2c sur la feuille de Guise.
- Aux alentours de la ferme du bois de Tupigny, on note une discontinuité des tracés, où l'on passe de l'Ouest avec un terrain e2a à l'Est avec un terrain e2c.

Pour clarifier la lecture, j'ai fait confiance au caractère marin des sables de Bracheux et j'ai adopté la couleur attribuée sur la feuille de Bohain, au Landénien marin moyen.

Enfin on constate que la feuille de Guise présente en particulier, sous la forêt d'Andigny, des doubles figurés signifiant que l'on connaît les deux premiers terrains du sous-sol. Des surcharges sous formes de pointillés indiquent une présence de silex et une estimation de l'épaisseur des strates. Aucune de ces nuances ne figure sur la feuille de Bohain.

Les renseignements apportés par une coupe géologique :

J'ai réalisé une coupe AB dont les points de départ et d'arrivée se situent de part et d'autre de la forêt du Ouest/Sud-Ouest à l'Est/Nord-Est pour la traverser dans sa plus grande longueur et recouper le plus grand nombre de terrains et de reliefs.

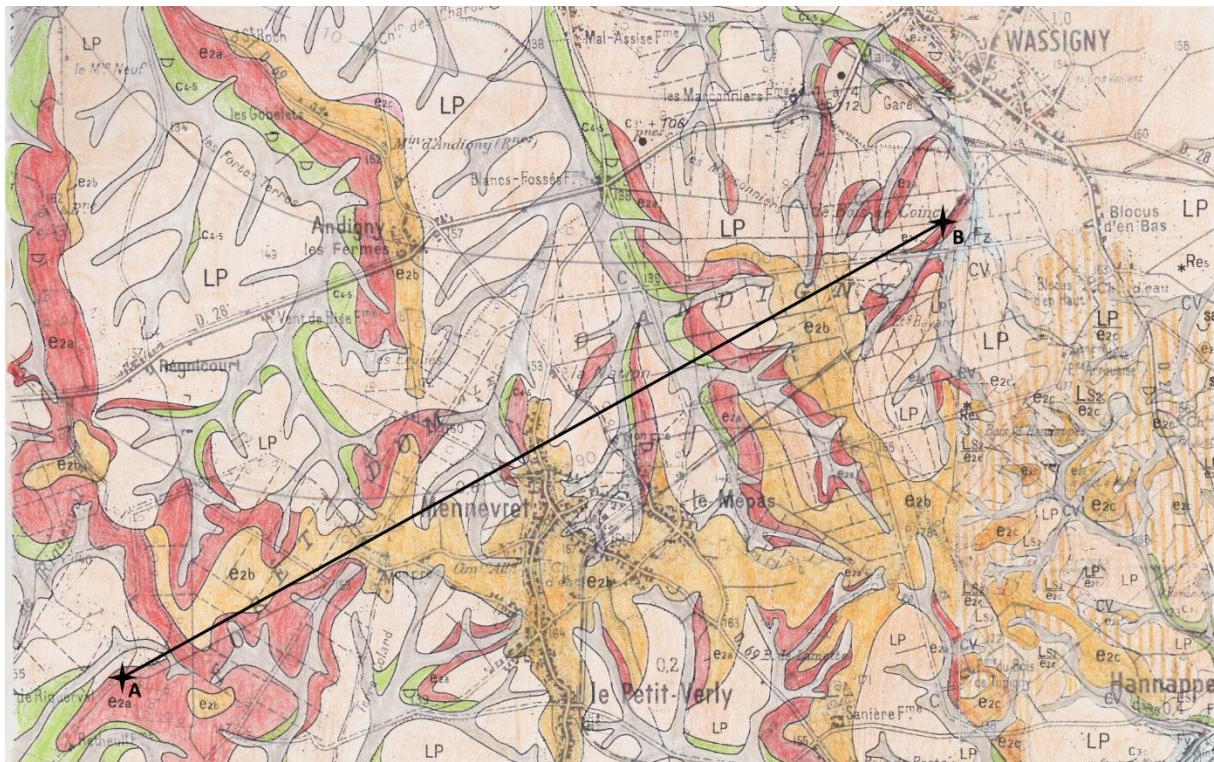


Figure 4. Tracé de la coupe géologique AB.

L'échelle verticale a été fortement dilatée pour montrer de façon lisible les terrains récents de faible épaisseur, leur agencement et leurs contacts.

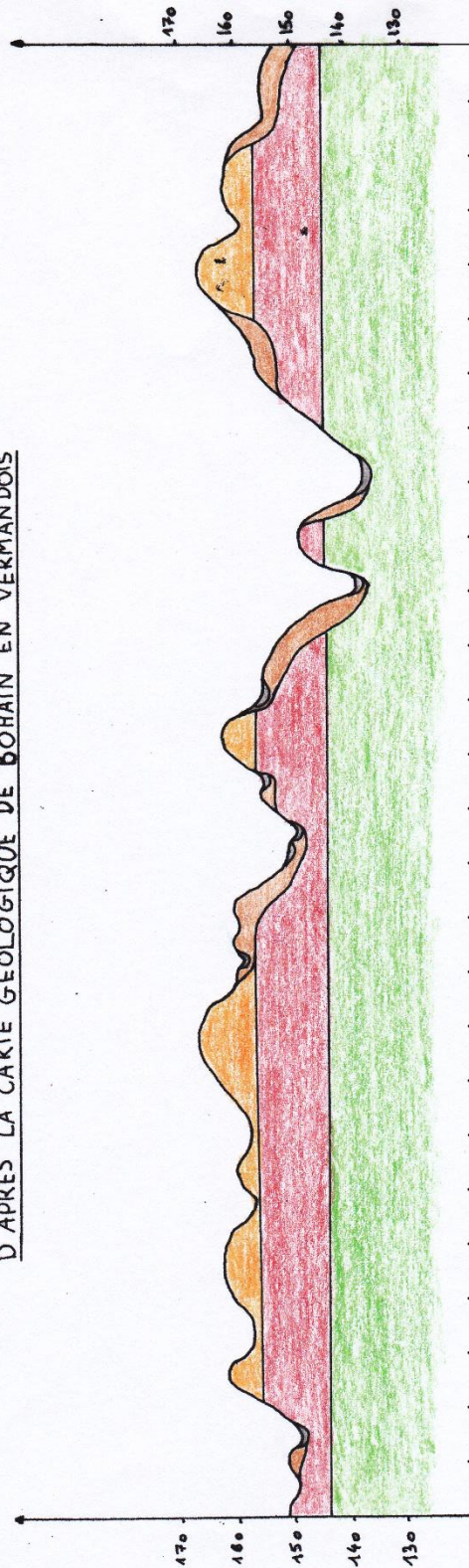
La coupe montre que :

- Les talwegs sont assez profonds pour mettre à l'affleurement les strates les plus anciennes à Andigny où l'on trouve le Crétacé crayeux et l'Eocène sableux, avec les sols qui en dérivent.
- Les terrains récents sont morcelés par l'érosion, laissés ici, emportés là, formant des placages dispersés en forêt.
- Les différentes phases de dépôt récentes sont marquées par des contacts anormaux, on parle de **discordances**, où les limites de terrain au lieu de se suivre parallèlement, se recourent brutalement. Ceci contribue à l'aspect de taches et l'impression de désordre sous la forêt, alors que les phases de dépôt puis d'érosion se succèdent sans se superposer dans les trois dimensions.

C'est cette répartition en taches irrégulières, à laquelle s'ajoute l'effet de la gravité qui aboutit à la grande diversité des terrains sous Andigny, lesquels déterminent l'évolution des sols et par là même les conditions de vie des champignons.

COUPE GÉOLOGIQUE SIMPLIFIÉE DE LA FORÊT DOMANIALE D'ANDIGNY

D'APRÈS LA CARTE GÉOLOGIQUE DE BOHAIN EN VERMANDOIS








Échelle verticale 1/1000^e

1 graduation représente 10 m

Échelle horizontale 1/25000^e

1 graduation représente 250 m

Terrains:

-  Colluvions de vallées sèches
-  Limons des plateaux
-  Londénien marin: Sable de Grandglise
-  Londénien marin: Tuffeux et argile
-  Coniacien - Santonien: Craie blanche

Carte 5 : Coupe géologique de la forêt d'Andigny (Réalisation personnelle).

4) Histoire géologique de la forêt d'Andigny établie à partir de l'étude des cartes géologiques de Bohain-en-Vermandois et de Guise.

a. Au Paléozoïque (-540 à -251 Ma) = Ère primaire

Le vieux socle hercynien construit lors de l'avant-dernier cycle orogénique (surrection de chaînes de montagnes), le dernier étant le cycle alpin actuel, est plissé et faillé. Il est également affecté d'un pendage, c'est à dire d'une inclinaison des strates de 15/1000 vers le Sud-Ouest.

Un bombement profond détermine la ligne de partage des eaux, ce qui va conditionner toute l'hydrologie d'Andigny (abordée plus loin).

b. Au Mésozoïque (-251 à -65.5 Ma) = Ère secondaire

La transgression du Jurassique, ou invasion des terres par la mer, à partir du Sud, est limitée. Celle-ci n'affecte pas la région mais annonce la puissante transgression suivante.

Lors de la transgression du Crétacé, les terrains les plus anciens de cette transgression sont plus visibles sur la feuille de Guise, et les plus récents sont plus marqués sur la feuille de Bohain. Cette mer du Crétacé a déposé sa craie directement sur le vieux socle hercynien.

La mer reste présente de l'Aptien au Campanien soit de -125 ± 1 Ma à -70.6 ± 0.6 Ma. Se produit ensuite une régression marine généralisée comme partout en France.

A la fin du Mésozoïque, toute la région est émergée. Et elle le reste jusqu'au Thanétien (-58.7 ± 0.2 Ma).

c. Au Cénozoïque (-66 Ma à nos jours) = Ère tertiaire

Comme la région est émergée, c'est l'érosion qui va modeler ses reliefs. Celle-ci fait disparaître de nombreux terrains d'âge Crétacé en de nombreux endroits, faisant croire de manière erronée qu'il s'agissait de dépôts parcellaires alors que la mer du Crétacé supérieur recouvrait toute la région.

Une nouvelle transgression marine se produit au Landénien (aspect local du Thanétien, aussi nommé faciès), de -58.7 ± 0.2 à -55.8 ± 0.2 Ma. Sont successivement déposés des tuffeaux (une craie sableuse et fragile à grain fin), des argiles, de nouveau des tuffeaux et enfin des sables marins atteignant d'importantes épaisseurs, ce qui a conduit à leur exploitation.

On note l'absence de l'étage Yprésien. Cette lacune montre une régression marine à la fin du Thanétien, qui se termine du fait de son émergence par le dépôt des sables dunaires du Quesnoy.

Une nouvelle transgression marine au Lutétien, bien que limitée dans le temps, dépose des calcaires silicifiés à nummulites. Ce bref retour de la mer se déroule entre -48.6 ± 0.2 et -40.4 ± 0.2 Ma, avant une émergence qui s'est prolongée jusqu'à nos jours.

La suite de l'histoire est continentale, érosive, et se poursuit actuellement.

La craie y subit des décalcifications par lessivage par les eaux d'infiltration ; des creusements de poches de dissolution qui se remplissent d'argiles ; des fragmentations par gélifraction au cours des glaciations du quaternaire (l'eau infiltrée, en gelant, fracture les couches de craie).

Durant ces mêmes glaciations, on compte plusieurs phases de dépôt de limons loessiques éoliens et diluviaux. Ce loess est en fait un mélange d'argiles et d'une petite quantité de sable quartzueux éolien très fin provenant de l'érosion par les glaciers de terrains situés beaucoup plus au nord de cette région. Il est déposé ici par les intempéries. Si le loess est décalcifié en surface, il prend alors le nom de lehm que l'on trouve en abondance sous la forêt d'Andigny.

Plus tard, l'érosion par ruissellement remanie des dépôts loessiques avec les strates inférieures pour former des colluvions, au bas des pentes des vallées sèches. Le long des rivières, du fait des glaciations, ces mêmes dépôts remaniés prennent le nom d'alluvions et se déposent en terrasses étagées (du fait que chaque glaciation a été plus faible que la précédente).

Échelle stratigraphique internationale

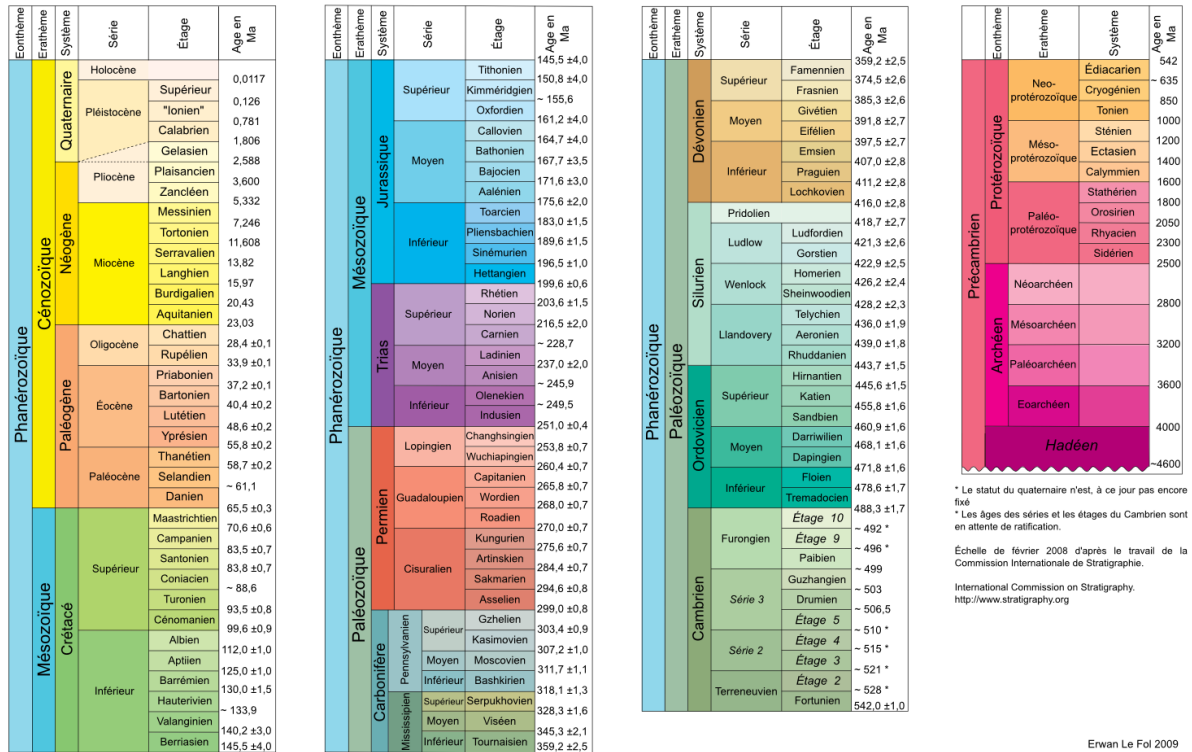


Figure 5. Echelle stratigraphique internationale. Source : http://www.svt-monde.org/IMG/png/Echelle_stratigraphique.png

5) Géologie des structures profondes : remarques structurales.

Le pendage, c'est-à-dire l'inclinaison des strates est de cinq pour mille du Nord-Est vers le Sud-Ouest et il atteint quinze pour mille au nord-est de Guise. Ceci signifie qu'un dôme anticlinal, c'est-à-dire un bombement dont le cœur est constitué des terrains les plus anciens, traverse la zone d'Andigny en arc de cercle en direction du Nord-Ouest. Cet anticlinal est un prolongement du profond anticlinal hercynien de Rocroi.

L'influence de telles structures loin en profondeur pourrait paraître négligeable, mais en fait il n'en est rien.

Ces accidents, dus à l'orogénèse hercynienne, qui sont des déformations de même nature que l'anticlinal de Rocroi, ont joué plus tard dans l'histoire géologique, sous Andigny, après le dépôt des craies, au cours de l'orogénèse alpine. On trouve donc sous la forêt une inflexion de l'axe de cet anticlinal sur sa marge occidentale.

Le plissement profond et les tensions accumulées se sont donc produits dans deux directions, ce qui a donné naissance à un double réseau de **diaclasses**, des fractures de la roche qui ne donnent pas lieu à un déplacement des strates contrairement aux failles. Ces diaclases ont profondément fracturé la craie et ont décidé du tracé des infiltrations et de l'écoulement des eaux.

Cette influence s'est poursuivie sur le trajet des cours d'eau, ce qui a déterminé le réseau hydrographique superficiel avec pour conséquence le tracé des cours d'eau dans la forêt et autour d'elle. Deux directions se dessinent donc :

- Ouest/Nord-Ouest – Est/Sud-Est dans la craie turonienne de part et d'autre de la vallée de l'Oise.
- Est/Nord-Est – Ouest/Sud-Ouest dans la craie sénonienne au sud de la carte, ce qui concerne directement la Forêt d'Andigny dont le réseau hydrographique est conditionné par les structures géologiques profondes.

B) Hydrogéologie

Les eaux météoritiques, c'est-à-dire les eaux de pluie, sont les seules à alimenter les aquifères sous Andigny. De toutes les nappes aquifères - on en compte sept sous Andigny - seules les nappes alluviale et superficielle du recouvrement quaternaire intéressent la forêt.

Les autres nappes occupent les terrains :

- Du Sénonien-Turonien supérieur (c'est la nappe principale située au-dessus des marnes),
- Du Cénomanién,
- De l'Albien,
- Du Bajocien-Bathonien,
- Du Paléozoïque.

Dans tous les cas le siège de l'eau se trouve dans les interstices des roches poreuses et les fissures des craies ou du calcaire paléozoïque.

C) Hydrologie

Les vallées sèches à l'Ouest, le Grand Fond et ses ramifications, occupent une partie de l'emplacement de l'ancienne Forêt d'Arrouaise entre Wassigny et Oisy sur la rive gauche de l'Iron sur quatre à cinq kilomètres de long.

Les ruisseaux prennent le nom des vallons où ils coulent : Vallée du Torchon, Fond Maître Antoine, Vallée Minon, et Vallée sèche. Cette dernière s'étend parallèlement à la vallée de l'Oise sur dix kilomètres.

Les vallons du nom de Fosse J. Rossart, Fond de la Tanière, l'Étang, Sehu, des Crauds, Barbacane, Hareng, de Montauban, ne sont occupés que temporairement par des ruisseaux.

Tous ces cours d'eau ont une pente de cinq pour mille, forte pour la région. L'Oise, quant à elle, s'écoule selon une pente de 1,3 pour mille. Les hautes eaux sont en février et les basses eaux en août.

La Forêt est parcourue par des cours d'eau temporaires. Les sources, dont de nombreuses sont intermittentes, restituent seulement l'eau d'infiltration d'origine météoritique.

En conclusion, l'Arrouaise, et par conséquent Andigny, est une forêt sèche.



Carte 6 Schéma du réseau hydrographique d'Andigny. Source : G. Polesel, d'après la carte topographique IGN.

Dans la mesure où les roches du sous-sol d'Andigny sont nombreuses et variées, on peut se demander de quelle manière elles influent sur la constitution des sols qui gouverne les populations fongiques. On est ainsi amené à étudier la formation de ces sols.

D) Pédologie

1) De la roche au sol : la formation d'un sol.

La définition communément admise pour un sol est qu'il s'agit de la partie superficielle d'un terrain qui est parcourue par les racines des plantes. Cette définition est ainsi fondée sur la répartition des êtres vivants. En fait le début de l'histoire d'un sol est géologique et minéral.

La première étape de la formation d'un sol consiste en l'altération sur place des roches du sous-sol par trois processus qui collaborent :

- L'altération mécanique ou désagrégation,
- La dissolution,
- L'altération chimique en présence d'eau.

Ces trois mécanismes sont intervenus sous la Forêt d'Andigny mais pas toujours simultanément ni sur les mêmes terrains.

a. La désagrégation

L'érosion mécanique prépare la pénétration de l'eau en agrandissant les vides dans la roche. Elle est conditionnée par l'existence de ces joints que sont les diaclases. Elles résultent de tensions ou de relâchements de pression lors de la consolidation des sédiments ou de l'enlèvement par érosion des terrains sus-jacents. Ce mécanisme affecte toutes les craies situées sous Andigny, lesquelles ont aussi subi des contraintes associées aux mouvements profonds (anticlinal de Rocroi, cf. Géologie des structures profondes). Les diaclases deviennent des fentes qui s'agrandissent. L'eau y pénètre, forme des microfissures et des micro-interstices puis envahit toute roche poreuse comme les craies d'Andigny.

Le gel est le principal agent de désagrégation en ouvrant avec une force considérable les vides imprégnés d'eau. Même si elle est lente et s'est étalée sur plusieurs périodes de glaciations quaternaires, cette **gélifraction** est efficace. Toutes les craies superficielles d'Andigny sont gélifractées. Les racines des plantes ont ensuite agrandi les fentes et disloqué les blocs de roche.

b. La dissolution

Elle transforme, par des réactions chimiques, les minéraux de la roche initiale en d'autres minéraux pouvant occuper des volumes différents ou même en minéraux solubles. C'est la source principale des argiles d'origine chimique.

Le calcaire formant les craies d'Andigny est très soluble dans l'eau chargée de dioxyde de carbone. Le quartz des sables d'Andigny l'est beaucoup moins et l'alumine des argiles pas du tout. Par conséquent, des résidus argileux produits lors de la dissolution des calcaires forment des poches d'argile à Andigny et des silex insolubles s'accumulent par endroits, formant les « biefs à silex » dans la forêt. Cette même dissolution, en détruisant les feldspaths et les minéraux ferromagnésiens des roches préexistantes mais laissant les grains de quartz presque intacts, a également donné naissance aux sables très abondants sous Andigny. Ce mécanisme peut se dérouler en profondeur sous l'effet des eaux souterraines et des nappes phréatiques, mais elle il est superficiel à Andigny et se déroule dans les débris d'altération.

La dissolution donne naissance à deux produits :

- Les solutions « vraies » contenant des ions et des molécules isolées,
- Les solutions colloïdales contenant des corps solides, de petites molécules agrégées d'une taille inférieure à 2 micromètres.

Notons que les particules des solutions colloïdales ont la capacité de flocculer, c'est-à-dire qu'elles s'agrègent pour former des flocons puis des grumeaux, suivant les lois de l'électrostatique (à l'instar des polarités chez les aimants).

L'eau, chargée des substances chimiques contenues dans les solutions vraies et colloïdales, forme le **complexe absorbant ou complexe d'altération**. Il peut s'infiltrer par pesanteur ou bien remonter par capillarité et évaporation, ce qui a une grande importance dans la genèse du sol et détermine ainsi sa richesse en éléments nutritifs pour les plantes qui nourriront les champignons. De ce fait il existe différents degrés de pauvreté du sol sous la Forêt d'Andigny, affecté par endroit de lessivage. Il s'agit alors de l'entraînement vers le bas de particules qui sont ensuite immobilisées dans les niveaux inférieurs, les pores de la roche ou les nappes phréatiques, devenant alors moins accueillants pour les êtres vivants.

c. L'altération chimique

Elle est facilitée par la dissolution qui produit des particules assez fines pour que l'eau s'en empare et dissolve les minéraux. Elle cause également le gonflement des argiles qui aboutit à l'éclatement des roches et au remaniement des formations meubles.

Ce mécanisme consiste en la transformation de minéraux initiaux en minéraux secondaires chimiquement différents sous l'effet de l'érosion chimique. Bien qu'il puisse exister une altération profonde des roches sédimentaires avant leur émergence par des circulations hydrothermales, ce n'est pas identifiable à Andigny. On va s'intéresser au mode d'action le plus fréquent qui vient de l'eau météoritique (ou eau de pluie) sur les fragments de roche désagrégés. De plus cette eau qui s'infiltré n'est pas pure car chargée des acides organiques provenant de la décomposition des végétaux, ce qui va ajouter l'acidification au processus d'altération.

Chacune des roches, variées à Andigny, s'altère différemment selon sa composition minéralogique initiale en donnant des minéraux d'altération qui sont principalement des hydroxydes métalliques et des argiles.

L'argile est un minéral formé de silicates d'alumine par altération chimique. Si elle se présente en feuillets, elle peut donner des agrégats, d'une taille inférieure à 2 micromètres, d'où la définition physique des argiles qui mentionne ces grains micrométriques. L'**argilisation chimique** est le principal processus d'amenuisement des débris par action chimique. Il existe aussi des argiles physiques de cette même granulométrie, par exemple des débris de cristaux de quartz. Tout cela sert à dire que le loess qui couvre les calcaires et les sables d'Andigny est en fait un mélange de particules d'argiles chimiques et de minuscules grains de quartz d'origine éolienne. Son origine est ainsi éolienne de par son mode de dépôt et c'est une argile à la fois physique et chimique.

Qu'en est-il des argiles situées sous Andigny ?

Les argiles du loess sont constituées des produits d'altération des feldspaths et des biotites de roches cristallines et des roches provenant de la sédimentation de leurs produits d'altération (la plus grosse masse de minéraux altérés sur Terre). L'eau et le vent les emportent ou les creusent. Certaines deviennent plastiques, se déforment et fluent sur les versants, s'hydratent en gonflant, se craquèlent en se desséchant, donnent des glissements de terrain, s'accumulent en bas des pentes, deviennent asphyxiantes et imperméables une fois saturées d'eau, ceci aboutit ainsi à la naissance des fonds de ruisseaux et des tourbières dans la forêt.

Mais ces argiles servent également de réservoirs entre leurs feuillets et leurs flocons à des ions nutritifs qu'elles cèdent aux racines des plantes qui prospèrent et stabilisent les sols sur les pentes, parfois fortes à Andigny.

On peut remarquer que l'agriculture prospère sur les terrains loessiques peu épais sur craie profitant de la richesse du loess et de la perméabilité de la craie sous-jacente, lui évitant l'asphyxie. Ce n'est pas toujours le cas sous la forêt d'Andigny, où les affleurements de craie sont rares.

2) Les types de sol en relation avec le substrat

Les dépôts superficiels quaternaires à Andigny sont des limons des plateaux c'est-à-dire des loess et lehm essentiellement ; peu de terrains sédimentaires sous-jacents sont accessibles à

l'affleurement. De plus, ces formations ont été altérées, remaniées au cours des glaciations et modifiées lors de la **pédogenèse** qui est le processus de formation des sols. Ceci a eu pour conséquence l'absence de conservation de la nature pétrographique originelle.

a. Les causes principales de l'altération.

Il en existe trois :

- Le lessivage par les eaux,
- L'érosion éolienne des terrains non végétalisés lors des épisodes glaciaires,
- La cryoturbation d'origine glaciaire qui fait migrer de haut en bas et inversement les strates superficielles par alternance des gels et des dégels.

Ces phénomènes climatiques sont associés à l'influence de la présence de la couverture végétale sur le sol. Ainsi les mécanismes de transformation de la roche en sol et son évolution sont à la fois de nature mécanique, chimique et biologique.

b. Les alternances climatiques de l'Anthropocène (anciennement le Quaternaire)

Durant cette dernière période de l'ère Cénozoïque, les alternances de climats tempéré et périglaciaire, tous les 100 000 ans environ, ont le plus fortement modifié les sols d'Andigny.

Les alternances de gel et de dégel, saisonnières ou journalières, ont entraîné :

- Un ameublissement des roches,
- Leur fragmentation par gélifraction*,
- Un remaniement par cryoturbation** (allant même jusqu'à donner des sols polygonaux).

*La **gélifraction** est produite par l'eau liquide qui s'infiltré dans une diaclase, y gèle, augmente de volume, écarte les blocs, puis dégèle, s'infiltré plus bas, regèle ... et ceci des milliers de fois jusqu'à fragmenter les strates initialement compactes mais diaclasées.

La **cryoturbation s'établit dans la tranche supérieure des strates à une échelle métrique et comprend des migrations verticales et horizontales des éléments mobiles du sol et du sous-sol selon des cellules de convection thermiques qui, en entraînant de manière différente les gros et petits éléments, donnent naissance à des polygones d'accumulation des gros cailloux, les petits en garnissant le centre.

De plus les minéraux des roches affleurantes se sont différenciés par attaque et transformation chimique de leurs constituants au contact de l'atmosphère oxydante.

c. Les caractéristiques des sols d'Andigny

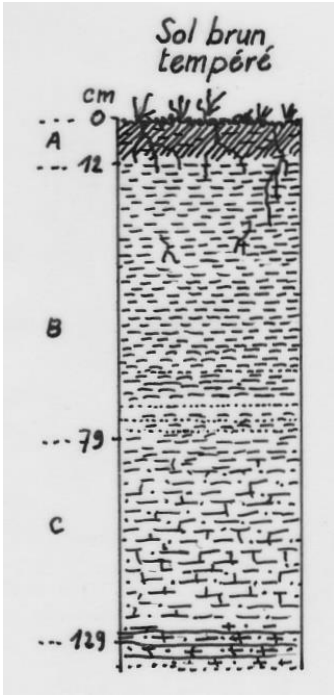
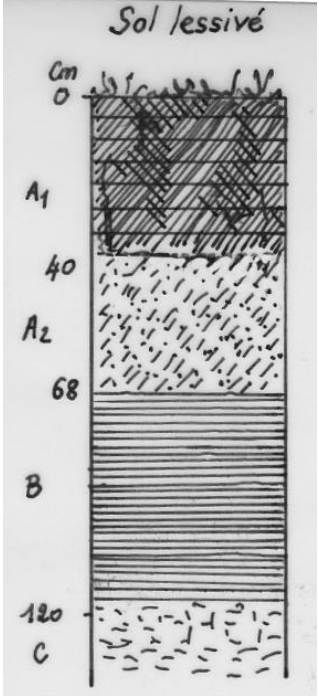
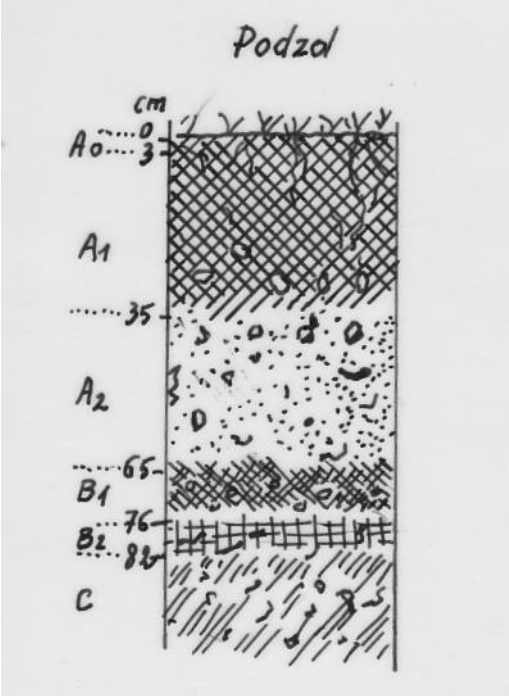
Elles sont déterminées par :

- La stabilité variable des versants,
- L'inertie chimique plus ou moins accentuée des matériaux originels face aux mécanismes d'altération,
- L'état et la puissance de l'altération géochimique,
- Le degré de différenciation morphologique des horizons des sols ; lesquels sont les couches successives formant le sol.

Ceci a pour résultat l'obtention d'un classement dans une séquence d'évolution morphologique codifiée dans la classification française C.P.C.S. de 1968 (Commission de Pédologie et de Cartographie des Sols).

3) Commentaires des différents profils pédologiques d'Andigny

Tableau 2. Les différents profils pédologiques de la forêt d'Andigny, d'après A. Cailleux, *Éléments de géologie* - Bellair et Pomerol - Collection U, Armand Colin, 1971.

		
<p>A0 (quelques centimètres) : litière, abondante à l'automne, presque inexistante au printemps</p> <p>A (de 0 à 12 cm) : horizon humifère, gris brun, sablo-limoneux et grumeleux</p> <p>De B à C (de 12 à 79 cm) : horizon ocre brun, un peu argileux, masse sablo-limoneuse due à la décomposition de la roche mère sous-jacente</p> <p>C : roche mère</p>	<p>A0 (quelques centimètres) : litière</p> <p>A1 (de 0 à 40 cm) : horizon un peu humifère, gris, limono-sableux à structure faiblement grumeleuse</p> <p>A2 (de 40 à 68 cm) : horizon faiblement lamellaire, gris beige clair, sablo-limoneux</p> <p>B (de 68 à 120 cm) : horizon ocre beige, argilo-limoneux, enrichi en fer, à structure prismatique faiblement développée</p> <p>C : roche mère, limon calcaire</p>	<p>A0 (de 0 à 3 cm) : litière, matières végétales non ou peu décomposées</p> <p>A1 (de 3 à 35 cm) : horizon humifère, gris-noir, limono-caillouteux</p> <p>A2 (de 35 à 65 cm) : horizon cendreaux lessivé, gris très clair, limono-caillouteux ou limono-sableux</p> <p>B1 (de 65 à 76 cm) : horizon d'accumulation, noir, un peu compact, d'accumulation humique</p> <p>B2 (de 76 à 82 cm) : horizon faiblement argileux, ocre rouille, enrichi en fer</p> <p>C : limon caillouteux provenant de l'altération en sable (pour Andigny) de la roche sous-jacente. Roche mère.</p>

a. Commentaires des sols brun tempéré et lessivé

C'est le sol forestier des pays tempérés. L'humus y est bien minéralisé, c'est le **mull**. L'azote est sous forme de sels ammoniacaux et de nitrates ; il favorise le développement de

l'agriculture. L'ONF indique qu'il s'agit du type de sol le plus répandu dans la forêt d'Andigny, notamment sous les feuillus.

Cependant des sols d'Andigny ont subi un lessivage et sont devenus des sols bruns lessivés.

b. Commentaires du podzol

À Andigny, les sols ne sont pas aussi évolués que le sol podzolique type. Mais on trouve une tendance à cette podzolisation partout où affleurent les sables thanétiens, sous le bois d'Hannapes (partie Est de la forêt d'Andigny).

Cette tendance au lessivage est aggravée dans les parcelles plantées de résineux, lesquels ne sont pas les arbres adaptés aux conditions bioclimatiques de la région.

Bien que l'ONF juge le sol de la forêt d'Andigny comme fertile, je cite « le niveau de fertilité sur l'ensemble de la forêt est bon ». L'avenir prévoit un remplacement des parcelles de résineux par des feuillus au terme de leur exploitation.

4) Association des sols et des principales formations géologiques d'Andigny

a. Les sols sur alluvions

Ils concernent surtout la vallée de l'Oise toute proche. À Andigny, seul le ruisseau le plus long possède un lit de ce type, noté Fz, c'est-à-dire : alluvions récentes. On ne trouve nulle part des alluvions anciennes. Les sols associés sont peu évolués car régulièrement rajeunis par les crues et parce que les agents atmosphériques sont peu agressifs en présence de la nappe alluviale où les sédiments sont gorgés d'eau et mal drainés. Ce sont de mauvais sols hydromorphes à **gley** ou **pseudogley** qui sont des argiles de couleur gris-vert ou vert-bleu dont le fer est à l'état ferreux. S'ils sont profonds, ces sols nourrissent des laïches, des aulnes, frênes et peupliers.

b. Les sols sur les limons des plateaux et les produits de leurs remaniements

Ils recouvrent presque toute la zone à étudier à Andigny sauf les versants trop pentus où les roches comprennent tous les intermédiaires entre le loess caractéristique et l'amas de cailloutis siliceux, produit de son érosion. La stabilité du relief permet sur le long terme une altération par migration des argiles et des hydroxydes de fer vers le fond. Le lessivage par l'eau d'infiltration provoque un appauvrissement des zones superficielles. L'acidification accompagne ce lessivage et se trouve amplifiée par la décomposition de la végétation qui donne naissance à un humus riche en acides humiques. On observe alors des sols brunifiés, des sols bruns et des sols bruns lessivés qui sont assez riches pour permettre la sylviculture à Andigny.

Là où le loess n'a pas perdu une trop grande quantité de ses argiles, par l'action des différents agents d'érosion connus, celles-ci peuvent colmater les horizons pédologiques et fournir à la végétation un substrat plus argileux. Toutefois, cette argile mobile amplifie l'action du lessivage et de l'acidification par engorgement temporaire lors de pluies et réactions chimiques d'oxydo-réduction. Les sols qui en résultent sont très évolués et sont qualifiés de sols lessivés dégradés hydromorphes. La forêt d'Andigny est particulièrement concernée car le loess y affleure souvent.

c. Les sols sur roches calcaires

Les roches calcaires affleurent à Andigny entre Blancs fossés et Le Mépas ou sur les fortes pentes lorsqu'elles ne sont pas recouvertes par des formations superficielles comme les colluvions. On mesure facilement la grande proximité de la craie, même invisible, par la présence de nombreux fragments dans la terre des taupinières.

i. Les marnes turoniennes

Elles sont sensibles à la **solifluxion** qui consiste en le déplacement de roches grain par grain ou en strates entières sous l'effet de l'eau et des alternances de gel et de dégel sous climat périglaciaire, selon la pente du terrain. Ces marnes, qui sont des calcaires à fort pourcentage d'argile, associent une faible perméabilité à une forte plasticité et un grand pouvoir de gonflement lorsqu'elles sont hydratées.

Cela se traduit par une évolution modérée des sols, lesquels présentent des caractères d'hydromorphie où l'eau est stagnante et le milieu réducteur. On observe à Andigny des sols bruns calcaires et des sols bruns carbonatés sur un substrat calcaire profond. Selon la position topographique, pente ou dépression, ces sols subissent un drainage naturel favorable à la sylviculture ou deviennent hydromorphes et accueillent alors d'autres essences supportant davantage un excès d'eau, une situation qui demeure rare à Andigny.

ii. Les craies du Crétacé supérieur

Ce substrat est sensible à l'érosion et la grande abondance du calcium cause un blocage des réactions chimiques ce qui produit des sols peu différenciés. Ce sont des sols bruns calcaires superficiels et des rendzines à forte effervescence. On ne trouve pas à Andigny des rendzines caractéristiques des prairies calcaires en raison de la présence de la forêt.

Ces sols ont un profil de type AC avec un horizon humifère A gris noir, foncé, riche en cailloux calcaires, à structure grenue car formé de petits grains arrondis. On passe à la roche mère C par augmentation de la proportion de fragments de roche calcaire

d. Les sols sur sédiments sableux et sablo-argileux

Les sables thanétiens sont rarement à l'affleurement car plus ou moins recouverts par les limons lœssiques sableux. Les sables ou les sables argileux apparaissent sur le profil pédologique vers 40 à 70 centimètres de profondeur. L'argile thanétienne sous-jacente entraîne un engorgement ce qui fait aboutir dans la plupart des cas, sous Andigny, à des sols bruns, ou des sols bruns lessivés.

Le Bois d'Hannapes, à l'Est d'Andigny, montre des affleurements de sables thanétiens. Ce sont eux qui évoluent en sols podzoliques puis en podzols. Les podzols sont des sols évolués favorisés par la présence de résineux tels qu'on peut en observer à Andigny.

Les sols, c'est-à-dire l'ensemble des conditions physico-chimiques du milieu dites **conditions édaphiques**, influencent les peuplements d'êtres vivants, végétaux et champignons. Leur lien peut être mis en évidence.

5) Végétation et substrat géologique

La végétation est déterminée par le climat et les sols qui dérivent du substrat géologique soit directement sur les terrains en place, soit indirectement sur les coulées de solifluxion, épandages et colluvions.

a. Généralités

La végétation naturelle est déterminée par le climat et s'est établie à la fin de la dernière phase glaciaire (-10 000 ans). C'était donc une hêtraie-chênaie âgée de plusieurs millénaires, primitive, comme il en reste encore quelques lambeaux en Europe de l'Est, qui recouvrait toute la région. Ne demeurent encore ici que le Massif du Nouvion et la Vallée d'Arrouaise.

L'action anthropogène a abouti à l'installation de prairies et de champs cultivés. Cette action dont l'homme est seul responsable fixe ou fait régresser le stade atteint par la végétation dans la série évolutive normalement indépendante de l'homme et des animaux.

Chaque série évolutive à quelques nuances près est liée à des conditions édaphiques particulières ce qui veut dire que le climat influe sur la nature des espèces de la série végétale mais que le sol conditionne pour la plus grande part le rythme de son évolution.

b. Stades évolutifs de chaque série

Cinq stades se succèdent lors du peuplement par la végétation :

- **Le stade initial** de colonisation comprend de la végétation herbacée clairsemée souvent précédée par les mousses et des lichens,
- **Le stade pelouse ou prairie** montre une végétation herbacée dense où le sol ne se voit plus entre les plantes,
- **Le stade buissonnant** s'accompagne de l'apparition d'arbustes bas et de jeunes arbres mais ce peuplement ligneux bas ne compte aucun arbre de grande taille,
- **Le stade forestier initial** est celui des grands arbres de la forêt primaire. Il peut s'agir aussi d'une forêt secondaire de repousse après destruction de la forêt primaire et recolonisation passant à nouveau par les stades précédents,
- **Le stade forestier terminal** (ou stade climacique) est le dernier stade de l'évolution de la série. Celle-ci a atteint le **climax** qui représente l'équilibre stable dans le temps, ici la futaie climacique.

Notons qu'il existe actuellement une remise en question de la notion de climax...

c. Les peuplements végétaux d'Andigny

À Andigny, les sols déterminent cinq grands types de peuplements.

i. Végétation sur limons

Les espèces caractéristiques sont *Quercus pedunculata*, *Carpinus betulus*, *Acer pseudoplatanus*, *Corylus avellana*, *Fraxinus excelsior*, et *Tilia silvestris*.

Le sous-bois est peuplé d'un tapis d'herbacées dont *Lamium galeobdolon*, *Carex silvatica*, *Polystichum filix-mas*, *Viola silvestris*, *Asperula odorata* et *Milium effusum* sont les espèces marquantes. En cas d'engorgement temporaire viennent s'ajouter *Athyrium filix-femina* et *Polystichum spinulosum*.

Si le sol est acidifié en surface on observe alors *Lonicera periclymenum* et *Convallaria maialis*, faisant d'Andigny un « bois à muguet » assidûment fréquenté.

ii. Végétation sur craie

Ce sont les cultures qui dominent autour d'Andigny et, en cas d'abandon, un taillis calcicole s'installe. Les principales espèces en sont *Ligustrum vulgare*, *Viburnum lantana*, *Cornus sanguinea*, *Crataegus monogyna*, *Rosa canina*, *Primula officinalis*. Une chênaie à troènes et orchidées lui succède puis apparaissent les premiers hêtres.

iii. Végétation sur marne

Les ravins sont occupés par des prairies ou des taillis dont les herbacées sont *Carex glauca*, *Gentiana germanica*, *Orchis maculata*, *Briza media*, *Primula officinalis* et *Colchicum autumnale*. Le boisement s'accompagne de l'apparition d'épineux comme *Prunus spinosa*, *Crataegus monogyna*, et *Rosa sp.*

La forêt qui leur succède est une chênaie pédonculée à charme où le frêne est également représenté. Le sous-bois fait apparaître *Primula officinalis*, *Epipactis latifolia*, *Circaea lutetiana*, et *Ficaria verna*. Sur un sol plus humide viennent s'ajouter *Athyrium filix-femina*, *Cardamine pratensis* et même *Deschampsia cæspitosa*.

iv. Végétation sur matériaux sableux et sablo-argileux

Tous ces sols, présents sous le bois d'Hannapes, sont boisés.

Les sables recouverts de limons sont d'abord occupés par une prairie, le **cynosurion** dont la graminée emblématique est *Cynosurus cristatus*. Les anciennes sablières sont envahies de taillis à épineux.

Le stade forestier est marqué par la présence de *Quercus pedunculata* et *Fagus sylvatica* si ce bois est traité en fûtaie claire sinon il s'agit plutôt d'une chênaie sessiliflore à *Quercus sessiliflora*, *Sorbus aucuparia*, *Betula verrucosa*, *Rhamnus frangula* avec un tapis herbacé conséquent à *Pteridium aquilinum*, *Holcus mollis*, *Lonicera periclymenum*, *Convallaria maialis* et *Maianthemum bifolium*.

Dans les zones humides, le hêtre disparaît, remplacé par le charme sous lequel poussent *Molinia coerulea*, *Polystichum dilatatum*, *Athyrium filix-femina* et dans les fonds de vallées les plus humides, la sphaigne (*Sphagnum sp.*).

v. Végétation sur alluvions

On la trouve dans les vallées secondaires et les vallons des plateaux c'est l'aulnaie frênaie à laïches qui domine avec *Alnus glutinosa* et *Fraxinus excelsior*. Le sous-bois est couvert de *Carex pendula*, *Carex remota*, *Cardamine amara*, *Chrysosplenium oppositifolium* et *C. alternifolium*, *Impatiens noli-tangere* et *Leucojum vernum*.

Cette diversité végétale offre aux champignons des milieux riches et variés favorables à leur propre diversité.

Ce qui précède ne concerne pas les peuplements artificiels des résineux destinés à la sylviculture en forêt d'Andigny. Ils ne sont pas climaciques mais fournissent à d'autres espèces de végétaux et à d'autres champignons des conditions de vie et de développement favorables.

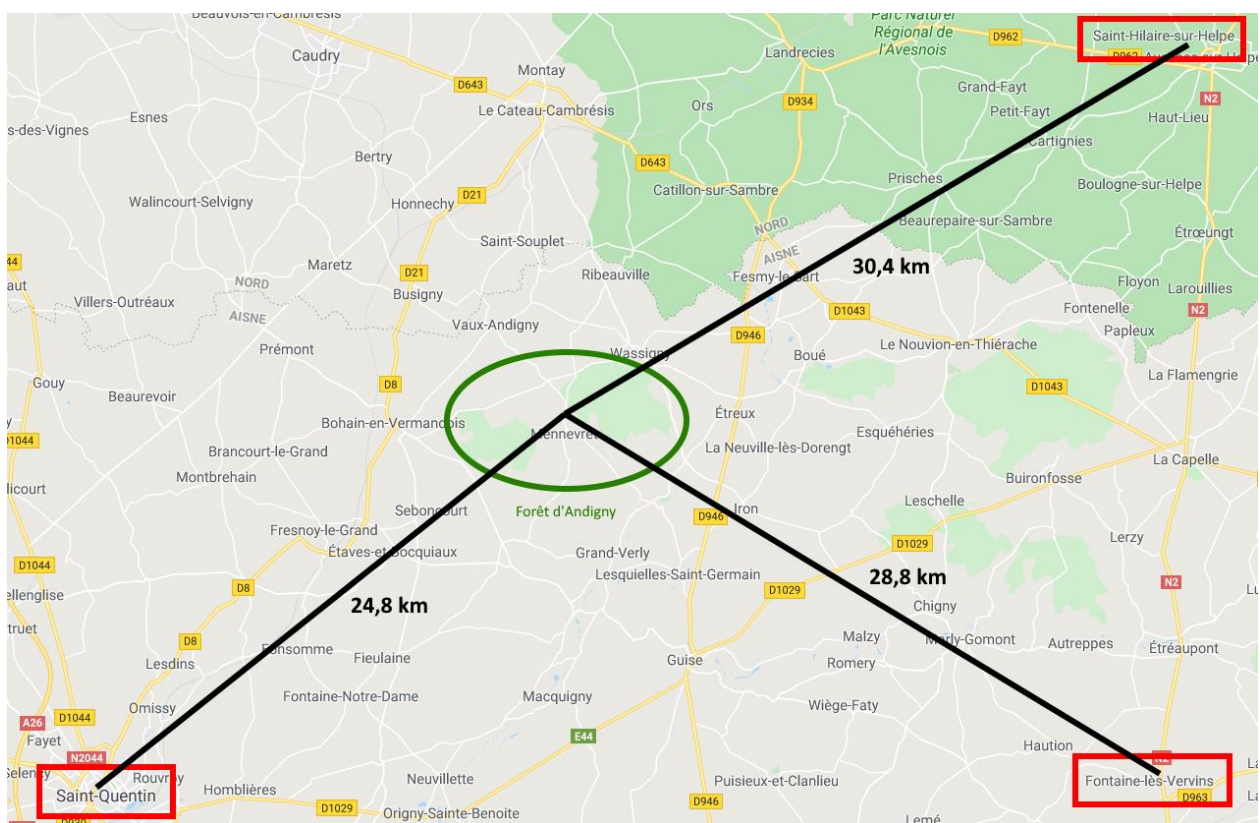
IV. CONTEXTE METEOROLOGIQUE ET CLIMATIQUE

Trois sources d'informations peuvent être utilisées, provenant des stations de Météo France situées autour d'Andigny, hélas à une certaine distance, et confrontées aux renseignements fournis par l'ONF ciblant la forêt elle-même.

A) Situation des stations de Météo France

Elles sont toutes trois à une distance sensiblement égale de la forêt d'Andigny mais correspondent à des paysages non forestiers.

- Saint-Quentin au Sud-Ouest : urbain et grandes cultures,
- Saint-Hilaire-sur-Helpe au Nord-Est : bocage,
- Fontaine-lès-Vervins au Sud-Est : cultures variées et morcelées.



Carte 7. Localisation des stations météo avec estimation des distances par rapport à Andigny. Source : Google Maps

B) Comparaison des stations à partir des normales saisonnières et des moyennes annuelles

Notons que les « normales saisonnières » ont été établies à partir des moyennes calculées pour la période de référence 1981-2010.

1) Températures normales saisonnières en °C.

Tableau 3. Comparaison des normales saisonnières

	Saint-Quentin	Fontaine-lès-Vervins	Saint-Hilaire-sur-Helpe	Forêt d'Andigny (ONF)
T° maximale (°C)	14,4	14,0	14,3	17,5 (juillet)
T° minimale (°C)	6,3	7,0	6,2	1,6 (janvier)
T° moyenne (°C)	10,3	10,9	10,3	9,6

On observe que Saint-Quentin ressemble à Saint-Hilaire-sur-Helpe avec des amplitudes et des extrêmes semblables. Fontaine-lès-Vervins est moins chaud et moins froid avec une moyenne plus élevée de 0,6°C.

2) Pluviosité moyenne « normale » annuelle

Tableau 4. Comparaison des pluviosités moyennes

Saint-Quentin	Fontaine-lès-Vervins	Saint-Hilaire-sur-Helpe	Forêt d'Andigny (ONF)
702,6 mm/an	853,5 mm/an	830 mm/an	850 mm/an

On constate que Fontaine-lès-Vervins est la plus humide des trois stations météo. Saint-Hilaire-sur-Helpe vient en second et Saint-Quentin est la station la moins arrosée.

3) Insolation et rayonnement moyen

Les données ne concernent que Saint-Quentin avec 1659,9 heures de soleil par an, et 392 941 J/m² de rayonnement cumulé par an.

4) Vents et vitesse moyenne

Tableau 5. Comparaison des vents moyens

Saint-Quentin	Fontaine-lès-Vervins	Saint-Hilaire-sur-Helpe
15 km/h	14 km/h	12,2 km/h

Saint-Quentin apparaît comme la station la plus ventée alors que Fontaine-lès-Vervins et Saint-Hilaire-sur-Helpe sont moins exposés ce qui est probablement dû à la végétation et au relief.

5) La place de la Forêt d'Andigny dans ces données.

Avec une température moyenne de 1°C inférieure à celles des trois stations, on peut penser à une forêt plus fraîche, la végétation intervenant comme modérateur.

Avec une pluviométrie proche de celle de Fontaine-lès-Vervins, la forêt d'Andigny apparaît comme nettement plus arrosée que Saint-Quentin, situé plus à l'Ouest. Mais... il n'empêche qu'elle se comporte comme une forêt sèche du fait de sa géo-pédologie.

Quant à l'ensoleillement, les vents, les jours de gel (40 à 60 jours par an) et l'enneigement, ils n'ont pas grande influence sur la Fonge, étant soit des phénomènes hivernaux, soit amortis par les arbres.

C) Interprétation des synthèses climatologiques annuelles de Météo France.

Quatre années, correspondant à des récoltes, sont disponibles chez Météo France, bien que nous n'ayons pas les données pour 2019.

1) Année 2015

a. Températures

Le tracé global des courbes est semblable, bien qu'il fasse plus chaud à Saint-Quentin.

Tableau 6. Comparaison des températures pour l'année 2015, par rapport aux normales saisonnières

	Saint-Quentin		Fontaine-lès-Vervins		Saint-Hilaire-sur-Helpe	
T° maximale (°C)	15,6	+1,2	14,8	+0,8	14,4	+0,1
T° minimale (°C)	6,9	+0,6	6,2	+0,5	7,0	0
T° moyenne (°C)	11,3	+1,0	10,3	+0,6	10,9	0

Fontaine-lès-Vervins est un peu plus froid que Saint-Quentin, et un peu plus chaud que Saint-Hilaire-sur-Helpe. Les variations peuvent probablement s'expliquer par l'effet modérateur dû à la présence de la végétation ou des grandes parcelles cultivées.

b. Pluviosité

On observe de grandes différences entre les stations.

Tableau 7. Comparaison des pluviosités pour 2015, par rapport aux normales saisonnières

	Saint-Quentin	Fontaine-lès-Vervins	Saint-Hilaire-sur-Helpe
Pluviosité relevée	555,5 mm	719,0 mm	780,6 mm
Pluviosité moyenne	702,6 mm	853,5 mm	830,0 mm
Différence calculée	-147,1 mm	-134,5 mm	-49,4 mm
Différence exprimée en %	-20,9%	-15,76%	-5,95%

Ces données indiquent un fort déficit hydrique d'eau sur l'année. L'étude en détail montre un important manque d'eau à Saint-Quentin, les pluies arrivant en septembre et novembre, avec un printemps très sec de mars à juin-juillet très au-dessous des normales attendues.

Tableau 8. Comparaison des pluviosités mensuelles pour 2015, par rapport aux normales saisonnières

	Saint-Quentin		Fontaine-lès-Vervins		Saint-Hilaire-sur-Helpe	
Janvier	+3,7 mm	+6,46%	+6,3 mm	+8,24%	+21,3 mm	+30,91%
Février	+3,2 mm	+6,67%	+15,0 mm	+22,52%	+26,9 mm	+45,75%
Mars	-25,6 mm	-44,37%	-30,6 mm	-45,13%	-16,5 mm	-27,18%
Avril	-14,5 mm	-30,15%	-14,5 mm	-25,80%	+2,5 mm	+5,45%
Mai	-24,4 mm	-39,61%	-12,7 mm	-20,22%	-19,0 mm	-26,95%
Juin	-32,0 mm	-52,81%	-30,7 mm	-48,81%	-40,6 mm	-47,76%
Juillet	-30,3 mm	-50,0%	-24,7 mm	-30,72%	-18,7 mm	-22,83%
Août	-8,9 mm	-13,11%	+16,7 mm	+20,19%	+13,3 mm	+14,98%
Septembre	+26,5 mm	+50,48%	+14,5 mm	+25,09%	+18,7 mm	+36,10%
Octobre	-19,1 mm	-29,66%	-29,0 mm	-39,30%	-14,6 mm	-22,29%
Novembre	+11,2 mm	+19,18%	+1,0 mm	+1,29%	+24,5 mm	+34,03%
Décembre	-36,9 mm	-56,25%	-45,1 mm	-51,37%	-47,2 mm	-58,85%

c. Ensoleillement

En liaison avec la pluviosité, les courbes d'insolation sont plus élevées que la normale au printemps d'avril à juin, normales en été (juillet, août, septembre), et inférieures à la normale en octobre-novembre.

d. Conclusion pour Andigny concernant 2015

Le printemps a été sec et ensoleillé, le début de l'été chaud et sec, le milieu d'été pluvieux avec un retour du soleil en octobre. Les mêmes tendances se manifestent partout avec plus d'amplitudes à Saint-Quentin (« effet openfield »), elles s'appliquent à Andigny avec une saison automnale favorable aux champignons. Toutefois : les récoltes ont débuté cette année-là et peu de spécimens ont été vus sur un nombre limité de parcelles par manque de temps.

2) Année 2016

a. Températures

Bien que les courbes soient d'aspect semblable et puissent être mises en parallèle, Fontaine-lès-Vervins, comme Saint-Hilaire-sur-Helpe, ont été en moyenne moins chaudes que Saint-Quentin.

Tableau 9. Comparaison des températures pour 2016, par rapport aux normales saisonnières

	Saint-Quentin		Fontaine-lès-Vervins		Saint-Hilaire-sur-Helpe	
T° maximale (°C)	15,0	+0,6	14,3	+0,3	14,5	+0,2
T° minimale (°C)	6,7	+0,4	6,9	+0,4	6,4	+0,2
T° moyenne (°C)	10,9	+0,6	10,6	+0,3	10,5	+0,2

Dans les trois stations les mois de mai et juin ont été plus froids que la normale, et les mois d'août et septembre plus chauds.

b. Pluviosité

Tableau 10. Comparaison des pluviosités pour 2016, par rapport aux normales saisonnières

	Saint-Quentin		Fontaine-lès-Vervins		Saint-Hilaire-sur-Helpe	
Pluviosité relevée	715,2 mm		773,7 mm		721,5 mm	
Pluviosité moyenne	702,6 mm		853,5 mm		830,0 mm	
Différence calculée	+12,6 mm		-79,8 mm		-108,5 mm	
Différence exprimée en %	+1,79%		-9,35%		-13,07%	

Le printemps particulièrement pluvieux a déversé bien plus d'eau qu'attendu sur la région, en particulier mai et juin. Familièrement, on parlerait de « printemps pourri ». Juillet, août et septembre ont été très secs, le déficit s'est prolongé jusqu'en décembre, caractérisant une sécheresse estivale et automnale particulièrement sévère.

Tableau 11. Comparaison des pluviosités mensuelles pour 2016, par rapport aux normales saisonnières

	Saint-Quentin		Fontaine-lès-Vervins		Saint-Hilaire-sur-Helpe	
Janvier	+13,9 mm	+24,30%	+18,0 mm	+23,53%	+5,4 mm	+7,84%
Février	+15,2 mm	+31,67%	+21,3 mm	+31,98%	+13,4 mm	+22,79%
Mars	+26,9 mm	+46,62%	+12,7 mm	+18,73%	+7,3 mm	+12,03%
Avril	+5,1 mm	+10,60%	+0,6 mm	+1,07%	+14,3 mm	+31,15%
Mai	+71,0 mm	+115,26%	+38,8 mm	+61,78%	+11,5 mm	+16,31%
Juin	+51,4 mm	+84,82%	+73,1 mm	+116,22%	+63,2 mm	+74,35%
Juillet	-32,2 mm	-53,14%	-44,5 mm	-55,35%	-50,7 mm	-61,90%
Août	-30,9 mm	-45,51%	-42,3 mm	-51,15%	-30,2 mm	-34,01%

Septembre	-13,9 mm	-26,48%	-26,1 mm	-45,16%	-25,2 mm	-48,65%
Octobre	-35,9 mm	-55,75%	-35,9 mm	-48,65%	-27,3 mm	-41,68%
Novembre	-18,2 mm	-31,16%	-33,2 mm	-42,46%	-30,2 mm	-41,94%
Décembre	-39,8 mm	-60,67%	-62,3 mm	-70,96%	-60,0 mm	-74,81%

c. Durée d'ensoleillement

En liaison avec la pluviosité, l'ensoleillement est inférieur à la normale en juin et ce, de moitié ; et il est très supérieur à la normale pour les mois suivants même si la moyenne annuelle pour Saint-Quentin est plus proche de la normale (avec un maigre déficit de -1.5%). C'est l'inégale répartition de l'insolation sur l'année qui est significative.

d. Conclusions concernant Andigny pour 2016

Les tendances météorologiques se précisant pour les trois stations sont globalement extrapolables concernant Andigny. Le printemps a été humide, froid, nuageux en mai et juin, ce qui a nui aux poussées printanières. L'été particulièrement sec n'a pas été suivi par une reprise des pluies à l'automne ce qui a créé des conditions très défavorables à la production de sporophores sans que la Fonge puisse rattraper son retard sur la fin de saison.

En somme, 2016 a été très défavorable aux champignons.

3) Année 2017

a. Températures

Tableau 12. Comparaison des températures pour 2017, par rapport aux normales saisonnières

	Saint-Quentin		Fontaine-lès-Vervins		Saint-Hilaire-sur-Helpe	
T° maximale (°C)	15,7	+1,3	14,8	+0,8	15,1	+0,8
T° minimale (°C)	6,8	+0,5	7,1	+0,6	6,7	+0,5
T° moyenne (°C)	11,3	+1,0	10,3	+0,6	10,9	+0,6

Saint-Quentin a connu une plus grande amplitude thermique qu'à Fontaine-lès-Vervins du fait de la présence végétale différente sur les deux stations.

b. Pluviosité

Tableau 13. Comparaison des pluviosités pour 2017, par rapport aux normales saisonnières

	Saint-Quentin	Fontaine-lès-Vervins	Saint-Hilaire-sur-Helpe
Pluviosité relevée	554,8 mm	778,8 mm	697,9 mm
Pluviosité moyenne	702,6 mm	853,5 mm	830,0 mm
Différence calculée	-147,8 mm	-74,7 mm	-132,1 mm

Différence exprimée en %	-21,04%	-8,75%	-15,92%
--------------------------	---------	--------	---------

Sur l'ensemble de l'année le déficit pluviométrique est très important à Saint-Quentin alors que l'année était moins sèche à Fontaine-lès-Vervins. Toutefois la répartition est variable d'un mois à l'autre mais la pluviosité est inférieure à la normale dès janvier.

Tableau 14. Comparaison des pluviosités mensuelles pour 2017, par rapport aux normales saisonnières

	Saint-Quentin		Fontaine-lès-Vervins		Saint-Hilaire-sur-Helpe	
	mm	%	mm	%	mm	%
Janvier	-11,9	-20,8%	-28,3	-36,99%	-38,3	-55,59%
Février	-12,3	-25,63%	-28,4	-42,64%	-17,0	-28,91%
Mars	-16,3	-28,25%	-12,1	-17,85%	+7,1	+11,70%
Avril	-43,5	-90,44%	-45,6	-81,14%	-34,3	-74,73%
Mai	-21,1	-34,25%	-6,3	-10,03%	-26,23	-37,21%
Juin	-34,9	-57,59%	+1,1	+1,75%	-31,0	-36,47%
Juillet	-20,9	-34,49%	-43,5	-54,10%	-28,2	-34,43%
Août	-0,3	-0,44%	+5,6	+6,77%	+7,7	+8,67%
Septembre	+9,1	+17,33%	+61,4	+106,23%	+14,8	+28,57%
Octobre	-29,7	-46,12%	-27,0	-36,59%	-28,5	-43,51%
Novembre	+17,6	+30,14%	+17,7	+22,63%	+34,6	+48,06%
Décembre	+16,4	+25,0%	+30,8	+35,08%	+6,8	+8,48%

C'est au mois d'août que les pluies sont normales, avec un excédent en septembre et une reprise de la sécheresse en octobre, et de nouvelles pluies en novembre qui n'ont pas compensé le manque d'eau.

À Fontaine-lès-Vervins, le déficit hydrique se manifeste de manière catastrophique en avril, juillet et octobre ; les autres mois de l'année sont presque normaux avec toutefois un fort excédent en septembre, suivi du mois d'octobre sec.

c. Ensoleillement

Il a été supérieur à la normale en nombre d'heures mais mal réparti au cours de l'année, plus ensoleillé de mars à juin, moins ensoleillé de juillet septembre.

d. Conclusions concernant Andigny pour 2017

Le printemps sec à très sec et très ensoleillé a créé en forêt un déficit hydrique défavorable aux champignons printaniers.

Les pluies d'automne ont été moins efficaces à Saint-Quentin, un peu plus à Fontaine-lès-Vervins mais la forêt d'Andigny est restée très sèche et a donné peu de sporophores à l'automne, l'excédent de septembre n'ayant pas compensé les déficits du début de l'été et la sécheresse ayant repris en octobre lors de ce qui aurait dû être le pic de croissance des champignons.

En résumé, cette année a été défavorable aux Fungi.

4) Année 2018

a. Températures

Les courbes sont identiques à Saint-Hilaire-sur-Helpe et Fontaine-lès-Vervins. Il fait plus chaud à Saint-Quentin avec une amplitude thermique plus grande qu'ailleurs.

Tableau 15. Comparaison des températures pour 2018, par rapport aux normales saisonnières

	Saint-Quentin		Fontaine-lès-Vervins		Saint-Hilaire-sur-Helpe	
T° maximale (°C)	16,2	+1,8	15,6	+1,6	15,9	+1,6
T° minimale (°C)	7,1	+0,8	7,6	+1,1	7,0	+0,8
T° moyenne (°C)	11,7	+1,4	11,6	+1,3	11,4	+1,1

Les températures sont globalement supérieures aux normales saisonnières en été alors que l'hiver a été plus froid en février et décembre.

b. Précipitations

Tableau 16. Comparaison des pluviosités pour 2018, par rapport aux normales saisonnières

	Saint-Quentin	Fontaine-lès-Vervins	Saint-Hilaire-sur-Helpe
Pluviosité relevée	681,5 mm	797,3 mm	701,2 mm
Pluviosité moyenne	702,6 mm	853,5 mm	830,0 mm
Différence calculée	-21,1 mm	-60,2 mm	-128,8 mm
Différence exprimée en %	-3,0%	-7,05%	-15,52%

Avec un déficit sur l'année de -3% à Saint-Quentin, -7,05% à Fontaine-lès-Vervins et -15,52% à Saint-Hilaire-sur-Helpe, on constate que c'est dans l'Avesnois que l'année a été la plus sèche. Cette tendance s'est confirmée à Saint-Hilaire-sur-Helpe en juin, juillet, et août, octobre et novembre. Même si le printemps a été presque normal, le fort déficit en été et en automne a nui à la Fonge que les pluies de septembre n'ont pas beaucoup aidée.

Tableau 17. Comparaison des pluviosités mensuelles pour 2018, par rapport aux normales saisonnières

	Saint-Quentin		Fontaine-lès-Vervins		Saint-Hilaire-sur-Helpe	
Janvier	+38,3 mm	+66,96%	+52,3 mm	+68,37%	+42,7 mm	+61,97%
Février	-19,9 mm	-41,46%	-32,8 mm	-49,25%	-24,6 mm	-41,84%
Mars	+3,8 mm	+6,59%	+5,8 mm	+8,55%	+3,9 mm	+6,43%
Avril	-6,7 mm	-13,93%	+1,4 mm	+2,49%	+3,5 mm	+7,63%
Mai	-7,6 mm	-12,34%	-8,9 mm	-14,17%	-5,6 mm	-7,94%
Juin	-25,7 mm	-42,41%	+1,6 mm	+2,54%	-45,2 mm	-53,18%
Juillet	+17,2 mm	+28,38%	-42,9 mm	-53,36%	-63,5 mm	-77,53%
Août	-11,8 mm	-17,38%	-30,2 mm	-36,52%	-27,8 mm	-31,31%
Septembre	-3,3 mm	-6,29%	-18,5 mm	-32,01%	+7,4 mm	+14,29%
Octobre	-32,4 mm	-50,31%	-21,0 mm	-28,46%	-20,0 mm	-30,53%
Novembre	-11,0 mm	-18,84%	-16,6 mm	-21,23%	-28,8 mm	-40,0%
Décembre	+38,0 mm	+57,93%	+53,6 mm	+61,05%	+29,2 mm	+36,41%

c. Les vents

Les roses des vents présentent des aspects assez semblables. Un coup de vent à 131 km/h a été mesuré à Saint-Quentin le 3 janvier. Les vents sont plus forts à Saint-Quentin entouré de cultures basses et de vastes terres agricoles, mais ils sont amortis par la végétation ailleurs.

d. L'ensoleillement

Très supérieur à la normale, en mai, juin, juillet, août, septembre et octobre, il montre à Saint-Quentin un excédent de 343,8 heures sur l'année soit une augmentation de +20,7% avec un rayonnement supérieur de 45510 J/m² cumulés soit +11,58% ce qui fait de 2018 une année très ensoleillée.

e. Conclusion concernant Andigny pour 2018

C'est une année chaude et très sèche qui a beaucoup nui à la croissance fongique. Le gros déficit hydrique, irrégulièrement réparti dès avril et jusqu'en décembre a été très défavorable à la poussée des champignons. La récolte a été nulle à très faible au printemps, irrégulière et globalement insuffisante en automne, ce qui fait de 2018 une année défavorable aux champignons.

5) Année 2019

Sans que l'on dispose de mesures précises, on peut se permettre de mentionner l'année 2019 comme particulièrement chaude et sèche, du printemps jusqu'en septembre. Ce n'est qu'avec les pluies de la fin septembre et d'octobre que l'on a vu produire des sporophores par les Fungi, avec l'explosion du nombre d'espèces que l'on a relevées lors de certaines récoltes.

Trop tard dans la saison pour visiter de nombreuses parcelles qui auraient pu être prometteuses.

D) Interprétation des données climatologiques fournies par l'ONF

1) Les températures

La position géographique à l'intérieur des terres empêche une atténuation des amplitudes thermiques qu'une plus grande proximité de la mer permettrait, ainsi la moyenne annuelle est de 9,6°C avec une température moyenne minimale de 1,6°C en janvier et une moyenne maximale de 17,5°C en juillet.

L'influence continentale se traduit par 40 à 60 jours de gel par an comprenant des gelées tardives (record au 6 mai).

La végétation d'Andigny démarrant assez tard dans le printemps, ces gelées tardives lui nuisent peu.

2) La pluviosité

Les pluies se répartissent sur l'ensemble de l'année avec un minimum en février-mars. En moyenne il tombe 850 mm de pluie par an :

- 24% au printemps,
- 25,9% en été,
- 26,5% en automne,
- 23,6% en hiver.

Notons également un enneigement de 15 jours par an.

Ces moyennes, si elles permettent de calculer un indice d'aridité de De Martonne favorable à la production forestière de feuillus, cachent des variations plus importantes subies par la Fonge.

Rappelons la formule et l'interprétation de cet indice.

L'indice d'aridité de De Martonne, noté I , permet de déterminer le degré d'aridité d'une région. Il se calcule d'après la formule $I = \frac{P}{T+10}$ où P désigne les précipitations totales annuelles et T la température moyenne annuelle.

En fonction de cet indice, on peut classer les milieux selon le tableau suivant :

Tableau 18. Classement des milieux selon l'indice d'aridité de De Martonne. Source : Wikipédia

Description du milieu	Indice de De Martonne	Exemple
Régions hyperarides <i>Déserts absolus</i>	$0 \leq I < 5$	Désert d'Atacama (Chili) Reg du Tanezrouft (Sahara) Vallée de la Mort (Etats-Unis)

Régions arides <i>Régions désertiques</i>	$5 \leq I < 10$	Sahara Le désert de Sonora (Arizona, Mexique) Dasht-e Kavir (Iran) Désert du Thar (Inde) Désert de Tabernas (Espagne)
Régions semi-arides	$10 \leq I < 20$	Sahel Désert du Kalahari Gran Chaco (Argentine) Nordeste (Brésil)
Régions semi-humides	$20 \leq I < 30$	
Régions humides	$30 \leq I < 55$	

À partir des données de l'ONF, l'indice calculé pour Andigny est $I = \frac{850}{9,6+10} = 43,367$, pour la période 1981-2010. Procédons au calcul de cet indice pour les années de nos récoltes à partir des données fournies par Météo France :

Tableau 19. Comparaison des données météorologiques et de l'indice d'aridité des différentes années de récolte

Année	Lieu	Précipitations annuelles en mm	Températures moyennes en °C	Indice de De Martonne
2015	Saint-Quentin	555,5	11,3	26,08
	Fontaine-lès-Vervins	719,7	10,9	34,44
	Saint-Hilaire-sur-Helpe	780,6	10,3	38,45
Moyenne 2015		685,27	10,83	32,90
2016	Saint-Quentin	715,2	10,9	34,22
	Fontaine-lès-Vervins	773,7	10,6	37,56
	Saint-Hilaire-sur-Helpe	721,5	10,5	35,20
Moyenne 2016		736,8	10,67	35,65
2017	Saint-Quentin	554,8	11,3	26,05
	Fontaine-lès-Vervins	778,8	10,9	37,26
	Saint-Hilaire-sur-Helpe	697,9	10,9	33,39
Moyenne 2017		677,17	11,03	32,20

2018	Saint-Quentin	681,5	11,7	31,41
	Fontaine-lès-Vervins	797,3	11,6	36,91
	Saint-Hilaire-sur-Helpe	701,2	11,4	32,77
Moyenne 2018		726,67	11,57	33,69

On constate que dans toutes les stations, pour les quatre années étudiées : la pluviosité plus faible et les températures plus élevées que celles données pour le calcul de l'indice de De Martonne de l'ONF, aboutissent à des valeurs nettement plus faibles de l'indice.

Sur 12 mesures prenant en compte les données des 3 stations entourant Andigny et sur 4 ans, on obtient un indice moyen de 33,513, avec un indice maximum à Saint-Hilaire-sur-Helpe en 2015 (38,453) et minimum à Saint-Quentin en 2017 (26,047).

Ces quatre années chaudes et sèches ont fourni à la forêt, et par là même aux champignons des conditions défavorables de croissance et de fructification.

E) Comparaison de toutes les données climatiques

1) Températures

La moyenne annuelle fournie par l'ONF montre avec 9,06°C une forêt beaucoup plus froide que les trois stations météo les plus proches.

2) Pluviosité

Les données de l'ONF diffèrent nettement de celles de météo France car l'ONF signale des pluies régulières toute l'année, alors que les dernières années montrent de fortes périodes de sécheresse par comparaison avec les normales saisonnières calculées sur la période de référence 1981-2010.

3) La neige et les gelées

Ces phénomènes seront ici négligés car sans conséquence sur la Fonge, sauf en fin de saison.

4) Les vents

Les vents dominants, comme dans toute la région, sont de secteur Ouest et Nord-Ouest. Ils apportent humidité et pluie, véhiculant les perturbations nées sur l'océan Atlantique.

Les conditions anticycloniques s'accompagnent de vents secs, parfois desséchants, de secteur Nord-Est et Est, surtout en mars.

On remarque qu'Andigny n'est pas sur le trajet suivi par la tempête du 26 décembre 1999 et ses vents forts l'ont peu touchée : la zone atteinte se situait sur une bande au sud-ouest, sud et sud-est de la forêt.

5) L'ensoleillement

Il n'est pas précisé par l'ONF et le soleil détermine la lumière au sol, les jours de sécheresse, les fortes chaleurs et la croissance des plantes.

F) Relations entre le climat, la Fonge et la Forêt d'Andigny

L'influence atlantique est prédominante – la flore atlantique en témoigne – mais il se manifeste des influences continentales et montagnardes que la Fonge traduit largement du fait de la proximité géographique des Ardennes et du lien historique ancien avec celles-ci.

C'est la météo printanière et automnale qui conditionne le plus la reproduction des champignons. On peut citer en exemple :

- En 2017, le froid intense du début de saison puis le printemps particulièrement sec ont limité considérablement les champignons printaniers,
- Il en a été de même à propos des sécheresses printanières de 2018 et 2019,
- Les pluies intenses et la grande humidité permanente qui s'accompagnent de fraîcheur comme en 2016 ont également eu une influence négative sur la Fonge.
- Les étés 2017, 2018 et 2019 - ces deux derniers étant particulièrement secs voire caniculaires – ont anéanti les espoirs de récolte de fin d'été et début d'automne. Le retard n'a été rattrapé qu'en 2019, le froid ayant stoppé en 2017 et 2018 la croissance que les premières pluies avaient amorcée.

On ne compte donc sur les quatre dernières saisons que l'automne 2016 et l'automne 2019 qui aient été favorables à la croissance fongique.

De plus, une autre grave conséquence de ces trois derniers étés secs est le développement dans le sous-bois d'espèces résistantes à la sécheresse. En l'occurrence, les ronces ont eu une croissance spectaculaire, envahissant des parcelles entières, les rendant impraticables et recouvrant une végétation herbacée moins agressive. Celle-ci laissait auparavant place et conditions favorables à des champignons aujourd'hui difficilement accessibles.



Figure 6. Fentes de retrait apparues en trois jours dans le lit d'un ruisseau de la forêt d'Andigny. Photo : G. Polese!

En conclusion, les conditions météorologiques défavorables, en liaison avec les caractéristiques géologiques et pédologiques particulières d'Andigny, ont rendu les récoltes très difficiles par manque de sporophores.

Cette forêt mérite donc une étude de longue durée avec l'espoir qu'une météo plus proche des normales saisonnières permettra à un plus grand nombre d'espèces de fructifier, même si la surface importante de la forêt ne permet pas d'avoir l'œil partout au moment des « explosions » des effectifs des champignons.

V. CONTEXTE FAUNISTIQUE ET FLORISTIQUE

La Forêt Domaniale d'Andigny est totalement incluse dans une ZNIEFF (Zone d'Intérêt Ecologique Faunistique et Floristique) qui s'étend sur 2251,19 hectares au total. C'est une ZNIEFF continentale de type I (Id. national 220013443 ; Id. régional 02VER101).

Lancé en 1982, l'inventaire des Zones Naturelles d'Intérêt Ecologique Faunistique et Floristique (ZNIEFF) a pour objectif d'identifier et de décrire des secteurs présentant de fortes capacités biologiques, un bon état de conservation, et donc un intérêt patrimonial important. On distingue 2 types de ZNIEFF :

- Les ZNIEFF de type I : secteurs de grand intérêt biologique ou écologique mais de faible étendue, pouvant être inclus dans une ZNIEFF de type II, et qui abritent des espèces et des habitats rares et renferment une ou plusieurs entités écologiques homogènes ;
- Les ZNIEFF de type II : grands ensembles naturels riches et peu modifiés, offrant des potentialités biologiques importantes., dont les équilibres généraux doivent être préservés.

L'inventaire ZNIEFF concerne progressivement l'ensemble du territoire français (Métropole, près de 15 000 zones : 12 915 de type I et 1 921 de type II, Outre-Mer, milieux terrestres et marins).

Une modernisation nationale (mise à jour et harmonisation de la méthode de réalisation de cet inventaire) a été lancée en 1996 afin d'améliorer l'état des connaissances, d'homogénéiser les critères d'identification des ZNIEFF et de faciliter la diffusion de leur contenu. En 2004, près de 2000 ZNIEFF ont été modernisées et validées au plan national sur 3 régions (Limousin, Normandie, Champagne-Ardennes).

Cet inventaire, devenu une référence pour la connaissance du patrimoine naturel, est aujourd'hui un des éléments majeurs de la politique de protection de la nature. Il doit être consulté dans le cadre de projets d'aménagement du territoire (document d'urbanisme, création d'espaces protégés, élaboration de schémas départementaux de carrière...).

Source : <https://inpn.mnhn.fr/programme/inventaire-znieff/presentation>

A) La faune sauvage de la forêt d'Andigny

Au vu des nombreux champignons entamés voire dévorés au point d'être méconnaissables que nous avons rencontrés, cela nous amène à nous intéresser à la faune éventuellement mycophage de la forêt d'Andigny.

1) La Faune relevée par l'ONF et réglementée par la ZNIEFF

L'étude des documents de l'ONF et de la ZNIEFF montre la présence d'espèces remarquables et protégées ou qui mériteraient de l'être.

Ce sont les lépidoptères suivants :

- Le Sphinx de l'épilobe (*Proserpinus proserpina*), de la famille des *Sphingidae* dont la protection s'étend à l'ensemble du territoire national.
- L'Ecaille du plantain (*Parasemia plantaginis*), de la famille des *Arctiidae* dont la forêt d'Andigny semble être une des rares stations actuelles alors qu'il était autrefois connu dans plusieurs localités de Picardie. Il est plus fréquent en montagne.



Figure 7. *Proserpinus proserpina*. Photo de Didier Verger.



Figure 8. *Parasemia plantaginis*. Photo de James K. Lindsey

Les oiseaux mentionnés sont les suivants, ils bénéficient tous du statut réglementé (ils sont protégés) :

- *Accipiter gentilis* (Autour des palombes)
- *Dendrocopos major* (Pic épeiche)
- *Dendrocopos medius* (Pic mar)
- *Dryocops martius* (Pic noir)
- *Picus viridis* (Pic vert)
- *Scolopax rusticola* (Bécasse des bois)
- *Coccothraustes coccothraustes* (Gros bec casse-noyaux)
- *Locustella naevia* (Locustelle tachetée)

Remarque : la forêt n'est concernée par aucune Zone d'Intérêt Communautaire pour les Oiseaux (ZICO).

Les grands mammifères sédentaires de la forêt intéressant l'ONF sont :

- Le Chevreuil (*Capreolus capreolus*) avec des effectifs évalués à 15 individus pour 100 hectares, soit une population d'environ 200 têtes (214,5 après calcul par rapport à la superficie de la forêt), qui exerce une pression sur les jeunes plantations, compromettant la régénération du merisier particulièrement appétent et vigoureusement brouté. Les jeunes plantations voient la nécessité d'être protégées et l'évolution de cette population est contrôlée par les plans de chasse.
- Le Sanglier (*Sus scrofa*). L'ONF mentionne le niveau élevé de la densité des sangliers sans qu'il soit possible de l'estimer facilement. Les chasseurs de la Fédération de l'Aisne, l'ONF, et la chambre d'agriculture de l'Aisne ont conclu un contrat de gestion agro-sylvo-cynégétique « visant à faire baisser cette population » dicit.

2) Mes propres rencontres

Les sorties mycologiques s'accompagnent souvent de la rencontre directe, ou indirecte au vu de leurs traces, de nombreux animaux. Il faut juste être à l'écoute et avoir ses sens en éveil.

a. Mammifères

Les grands mammifères ne sont appréhendés que par leurs traces. Observer un chevreuil et un instant privilégié qu'il m'a été donné de partager à trois reprises.



Figure 9. Chevreuil (dans les fourrés au centre). Photo : G. Polesel

Ils laissent par ailleurs de nombreuses traces dans l'argile molle des ornières et des points d'eau. Ils marquent de leur présence les lieux où ils ont mangé des végétaux.

Les traces de sanglier sont omniprésentes et multiples, même si on ne souhaite pas pour sa propre sécurité en croiser en chair et en os... Ce sont :

- Les empreintes dans l'argile des chemins,



Figure 10. Empreinte de pied d'un sanglier. Photo : G. Polesel

- Les sentiers fréquemment parcourus qui m'ont ouvert certaines parcelles autrement impénétrables,
- Les soues dédiées aux bains de boue,
- Les dépôts de boue sur les arbres servant à l'essuyage ou au grattage,



Figure 11. Arbre à « grattage/essuyage ». Photo : G. Polesel

- Les trous surcreusés pour s'y abreuver,



Figure 12. Trou creusé par les sangliers. Photo : G. Polesel

- Également les chemins herbeux et les bords de routes retournés de par leur recherche de nourriture.

Les mammifères plus petits sont aussi repérables à leurs traces

J'ai pu observer des traces de blaireaux (*Meles meles*) ainsi qu'un terrier, visiblement occupé au vu de la végétation piétinée autour. J'ai également trouvé le 22 septembre 2019 le cadavre d'un blaireau en lisière de forêt.



Figure 13. Piste de blaireau dans un bourbier. Photo : G. Polesel



Figure 14. Terrier de blaireau. Photo : G. Polesel



Figure 15. Cadavre de blaireau en lisière de forêt. Photo : G. Polesel

Des trous dans le sol signalent également des terriers de renard ou de lapin (chacun pouvant habiter le terrier de l'autre, il est difficile de faire le distinguo). Nous avons eu la chance d'avoir eu en visuel un lièvre le 25 août 2019 venu se cacher dans les ronces.

L'écureuil roux fuit rapidement dans les arbres, mais reste néanmoins identifiable. On a connaissance de sa présence parmi les conifères dont les cônes sont rongés de manière caractéristique.



Figure 16. Cônes d'épicéa dévorés par l'écureuil roux. Photo : G. Polesel

Les taupinières et galeries de rongeurs sont également nombreuses.

b. Les oiseaux

S'il faut prêter l'oreille pour entendre les coups de bec des pics (parfois lointains), on n'a aucune difficulté pour reconnaître les chants du Pinson des arbres (*Fringilla coelebs*), du Pouillot-véloce (*Phylloscopus colibita*), du Pigeon ramier (*Columba palumbus*), du Merle (*Turdus merula*) et de la Tourterelle des bois (*Streptopelia turtur*). Les arbustes dépouillés en hiver laissent apercevoir les Mésanges charbonnières (*Parus major*).

On trouve parfois une plume attribuable sans erreur à l'espèce présente, comme le Geai (*Garrulus glandarius*), la Buse variable (*Buteo buteo*) ou la Chouette hulotte (*Strix aluco sylvatica*).



Figure 17. Plumes trouvées dans la forêt d'Andigny (de gauche à droite : Buse variable, Geai, et Chouette hulotte). Photo : G. Polesel

Les espèces signalées par l'ONF sont aperçues furtivement en vol lorsqu'on les dérange malheureusement, mais comme ils renouvellent leurs plumes, il est possible d'en trouver à même le sol.

c. Les amphibiens

Une salamandre noire et jaune (*Salamandra salamandra*), partiellement dévorée, a été retrouvée parcelle 51 sous des épicéas.



Figure 18. Cadavre de salamandre noire et jaune partiellement dévoré. Photo : G. Polesel

Des trous d'eau fourmillent de têtards de grenouille rousse (*Rana temporaria*).



Figure 19. Ornière inondée abritant des têtards. Photo : G. Polesel

D'autres trous d'eau, formés par les ornières servent de refuge aux tritons.



Figure 20. Ornière inondée abritant des tritons. Photo : G. Polesel



Figure 21. Un triton dans ma main. Photo : S. Polesel-Righetti

On a rencontré en fin de printemps et en début d'automne, de minuscules crapauds (*Bufo bufo*), parfois dans des quantités telles qu'il devenait difficile d'avancer sans les écraser.



Figure 22. Jeune crapaud dans ma main. Photo : S. Polesel-Righetti

d. Les reptiles

Nous n'avons pas eu la chance d'observer de reptile.

e. Les invertébrés

i. Les insectes

La liste serait bien longue mais l'on peut souligner l'observation de :

- Géotrupe ou scarabée des bois (*Geotrupes stercorarius*)



Figure 23. Géotrupe. Photo : G. Polesel

- Cardinal (*Pyrochroa coccinea*)
- Carabe doré ou Jardinière (*Carabus auratus*)



Figure 24. Cardinal sur ma main. Photo : S. Polesel-Righetti



Figure 25. Carabe doré dans une cavité creusée d'une branche. Photo : G. Polesel

- Carabe des bois (*Carabus nemoralis*)
- Mouche scorpion (*Panorpa communis*)
- De nombreux hyménoptères (bourdons), mais aussi des guêpes qui avaient creusé un nid souterrain
- De très nombreux collemboles, parfois au cœur même des champignons (effet de surprise garanti)
- Une quantité effroyable de moustiques et de taons (en été, prévoyez impérativement un répulsif !)
- Des fourmis....

ii. Arachnides, acariens, myriapodes...

- Épeire diadème (vue de TRÈS TRÈS près !)
- Araignées diverses
- Tique (ma peau en garde le souvenir cuisant...)
- *Glomeris marginata*
- *Lithobius*
- lule



Figure 26. lule sous une écorce de bois. Photo : G. Polese

iii. Crustacés

Mention spéciale pour le seul crustacé terrestre, le « cloporte », dont les différentes espèces sont très abondantes dans toutes matières humides (sol, humus, troncs, champignons).

iv. Mollusques

- Escargot de Bourgogne (*Helix pomatia*)
- Escargots des haies (*Cepea nemoralis*)



Figure 27. Escargot de Bourgogne. Photo : G. Polese

Une quantité impressionnante de limaces, rouges, grises, tigrées... si abondantes qu'elles laissent très souvent les traces de leur passage (en fait de leur radula) sur les sporophores au point de détruire parfois, voire très souvent, le spécimen. Cette année 2019 a été moins marquée par ce fait.

B) La Flore de la forêt d'Andigny

1) Généralités

Les arbres ont été parfaitement étudiés et inventoriés, parcelle par parcelle, par l'ONF en vue de l'exploitation de leur bois. L'ensemble de la forêt est en sylviculture, découpé en parcelles de surfaces et peuplements variables selon les sols et les facteurs écologiques.

La synthèse qui a été faite par l'ONF montre un taux de couverture estimé indépendamment du statut de l'espèce au sein des peuplements (l'espèce peut dans sa parcelle ne pas être prépondérante), avec pour résultat pour chaque espèce :

Tableau 20. Tableau de la répartition des essences forestières. Source : Plan d'aménagement de l'ONF

Essence forestière (dans l'étage dominant)	Surface en hectares	% de la surface boisée
Chêne pédonculé	430	30%
Hêtre	85	6%
Frêne	185	13%
Erable sycomore	243	17%
Peuplier	62	4%
Autres feuillus	210	15%
TOTAL FEUILLUS	1215	85%
Epicéa	173	12%
Autres résineux	43	3%
TOTAL RESINEUX	216	15%
SURFACE BOISEE	1431	100%

La géologie, la pédologie et les facteurs écologiques nécessitent de choisir quelle essence favoriser, préconiser sur la station concernée.



Figure 28. Épicéas de la parcelle 58. Photo : G. Polesel

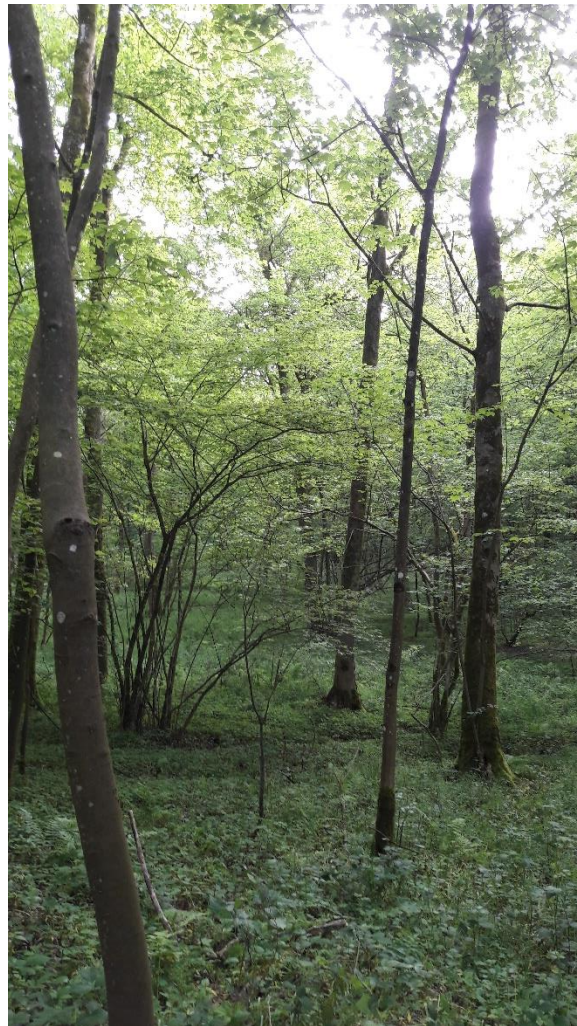


Figure 29. Feuillus de la parcelle 95. Photo : G. Polesel

2) Synthèse des facteurs pédologiques

Dans le tableau suivant, les essences (figurant en **gras**) sont préconisées en priorité sur la station concernée. La définition des stations forestières repose sur les Directives Régionales d'Aménagement (DRA) de la région de Picardie.

Tableau 21. Relation entre les sols et les essences privilégiées. Source : Plan d'aménagement de l'ONF

N° DRA	Station ou groupe stationnel	Surface en hectares	%	Essences adaptées
0	Sol tourbeux	2	0,14%	(Aulne, Bouleau, Saule)
1	Sols colluvionnaires moyennement hydromorphes bien drainés	100	6,98%	Chêne pédonculé Hêtre Frêne Érable sycomore Érable plane Chêne sessile Merisier

4	Sols bruns carbonatés sur substrat calcaire profond	200	13,97%	Hêtre Érable sycomore Érable plane Frêne Merisier
	Sols bruns calcaires	50	3,49%	
5	Sols bruns à sols lessivés sur limons ou limons sableux épais	700	48,88%	Chêne sessile Hêtre Châtaignier Frêne Merisier
	Sols lessivés sur sables épais	230	16,06%	
6	Sols ocre-podzoliques sur limons sableux et sables limoneux	100	6,98%	Chêne sessile Pin sylvestre
	Sols bruns moyennement hydromorphes	50	3,49%	
TOTAL	/	1432	100%	/

Les sols d'Andigny imposent différentes variantes à cette forêt constituée surtout d'une chênaie-charmaie. Ce sont :

- Une chênaie-charmaie mésophile à Jonquille (*Narcissus pseudonarcissus*) et à Jacinthe (*Hyacinthoides non-scripta*), sur les marges Nord-Est de leur aire de répartition, indiquant le caractère atlantique de cette forêt.



Figure 30. Chênaie-betulaie et station à Narcisses. Forêt d'Andigny. Photo : G. Polese

- Une chênaie-bétulaie acidophile sur les sols plus oligotrophes avec localement molinie (*Molinia caerulea*) et fougère aigle (*Pteridium aquilinum*) puis apparition de lande à myrtille (*Vaccinium myrtillus*) et à bruyère commune (*Calluna vulgaris*).

Dans les vallons et dépressions, on observe :

- Une aulnaie-frênaie à grandes laïches (*Carex pendula*) et des boubiers à dorines (*Chrysosplenium sp.*)
- Une aulnaie-bétulaie oligotrophe à mésotrophe avec localement des sphaignes (*Sphagnum palustre*).



Figure 31. Une aulnaie de la parcelle 62. Forêt d'Andigny. Photo : G. Polezel

3) Les arbres

a. Inventaire

L'inventaire réalisé a fourni le tableau présenté dans les généralités et compte les principales espèces.

i. Le Chêne

Le chêne pédonculé domine le chêne sessile et se trouve dans la quasi-totalité des parcelles de feuillus. La qualité de son bois est variable. De beaux sujets qui laissent espérer qu'une sylviculture adaptée améliorerait les populations, côtoient des arbres aux fûts flexueux, atteints de brogne (ou broussin) et de roulure.

Ces chênes se régénèrent très difficilement en raison de glandées rares (tous les 15 ans), et de la concurrence des ronces et des érables.

L'ONF préconise de favoriser le chêne sessile, en tenant compte de sa meilleure adaptation aux sols et aux récentes sécheresses.

ii. Le Hêtre

Il est peu représenté, accompagne les chênes en formant des bouquets, et de belle qualité.

iii. Le Frêne

Lui aussi accompagne le chêne et fournit un bois estimé et de qualité mais il se régénère mal car vite concurrencé.

Les mesures favorisant le frêne risquent d'être mises à mal par la progression de la Chalarose (*Chalara fraxinea* pour l'anamorphe et *Hymenoscyphus albidus* pour la téléomorphe). Ce parasite fongique a été observé dans les frênaies par des chutes de branches, au diamètre parfois important, un dépérissement progressif des arbres. J'ai eu la possibilité d'observer des sporophores sur des branches à terre.

iv. L'Érable

L'érable sycomore est omniprésent sur l'ensemble des feuillus, se reproduit vite et en abondance, concurrençant les autres essences dans la strate arbustive et tend à supplanter les autres essences. L'ONF suggère de contrôler son expansion même si pour l'instant, il ne se trouve que sous forme de petit bois et bois moyen. On peut noter qu'il est fréquemment parasité par *Rhytisma acerinum* (parasite léger).

v. Le Merisier

Rare, il est brouté par les chevreuils qui se régalaient de ses semis et ses drageons. L'ONF désire en favoriser l'expansion comme accompagnant des autres essences.

vi. Le Peuplier

Plantés dans les années 70, ils ont peu produit et arrivant à maturité, ils seront intégralement exploités à l'échéance 2027, et totalement remplacés par du chêne.

vii. Les autres feuillus

- Le Charme : peu représenté et brouté par les chevreuils, accompagne le chêne. L'ONF veut le favoriser.
- L'Aulne glutineux est présent dans les zones humides et tourbeuses.
- Le Bouleau : en lutte contre l'érable, il colonise les trouées selon son caractère pionnier.

L'ONF ne considère pas les noisetiers, les sorbiers ou les houx, présents sous les grands feuillus, ni les châtaigniers très imposants mais clairsemés, lesquels fournissent une nourriture appréciée aux animaux (en sus des faînes et des glands)

b. Facteurs à prendre en considération

i. Concernant les arbres

Il ne reste rien de la forêt primitive, seulement quelques parcelles aux peuplements plus hétérogènes qui laissent imaginer ce qu'Andigny pouvait montrer en matière de diversité.

On ne compte pas de vieux arbres multi-centenaires car ils furent victimes des pillages lors des guerres mondiales.

La majorité des arbres âgés ont autour de 80 ans, souvent moins. Il existe toutefois de grands porte-graines que l'on pourrait affectueusement nommer « arbres grands-pères ».

Ce sont les arbres d'âge moyen qui sont les plus nombreux et qui résultent de l'évolution en futaie des anciens taillis. Ils poussent bien mais davantage en hauteur qu'en diamètre (en particulier les résineux), ce que regrettent les forestiers. La production de bois étant inférieure aux quantités espérées.

La nécessité d'étudier ces arbres est à relier au comportement de la Fonge.

ii. Concernant les champignons

Il faut mentionner ici qu'il y a une évolution du cortège fongique au fur et à mesure du vieillissement de la forêt.

Ainsi, trouver des espèces fongiques particulières que l'on regroupe parmi les marqueurs de naturalité permettrait d'en déduire que la forêt est relativement ancienne et non modifiée par l'homme ou très peu. Toutefois ces espèces sont très rares et très sensibles.

Du fait de l'exploitation forestière systématique des parcelles, il est peu probable de trouver de tel marqueurs de naturalité. Remarquons que l'ONF a, dans ce but, mis en place des parcelles de vieillissement (15a, 38a, 53b et 73c), ce qui représente 25,9 hectares soit 1,8% de la forêt. D'une accessibilité difficile, seule la parcelle 53 a pu être visitée.

4) La végétation du sous-bois

C'est elle qui retient l'attention des personnes en charge de la ZNIEFF. De nombreuses espèces de végétaux, en raison de la grande diversité des biotopes de la forêt sont soit caractéristiques de ces milieux, soit protégés car remarquables.

Nous faisons figurer ci-dessous la liste de ces espèces répertoriées pour la ZNIEFF :

(Source : Conservatoire des Sites Naturels de Picardie (COPPA G.) et G. DECOCQ, - 220013443, FORET D'ANDIGNY – INPN, SPN-MHMN Paris, 14p.)
<https://inpn.mnhn.fr/zone/znief/220013443.pdf>.

a. Espèces déterminantes

1. Bryophytes :

Sphagnum palustre

2. Phanérogames

Agrimonia procera
Cardamine amara
Carex elongata
Carex strigosa
Chrysosplenium alternifolium
Chrysosplenium oppositifolium
Danthonia decumbens
Eriophorum angustifolium
Festuca filiformis
Hypericum maculatum
Juncus acutiflorus
Maianthemum bifolium
Myosotis sylvatica
Narcissus pseudonarcissus
Orchis mascula
Sambucus racemosa
Scrophularia umbrosa
Senecio fuchsii
Vaccinium myrtillus
Viola palustris

b. Autres espèces

1. Ptéridophytes

Blechnum spicant

2. Phanérogames

Agrostis vulgaris
Calluna vulgaris
Carex acutiformis
Carex pallescens
Carex pendula
Carex remota
Convallaria majalis
Deschampsia flexuosa
Frangula alnus (syn. Rhamnus fragula)
Hyacinthoides non-scripta
Juncus conglomeratus
Molina caerulea
Scirpus sylvaticus
Veronica montana
Viscum album

c. Espèces à statut réglementé

1. Bryophytes

Sphagnum palustre

2. Phanérogames

Convallaria majalis
Hyacinthoides non-scripta
Narcissus pseudonarcissus
Vaccinium myrtillus
Viscum album

VI. CONTEXTE ANTHROPOLOGIQUE

A) L'exploitation du bois

Il s'agit de la seule production identifiée, celle qui est gérée par l'ONF sous forme de plan d'exploitation. Ce sont des bois d'œuvre de feuillus de qualité – Chêne, Hêtre et autres feuillus précieux – avec une production de 12,7 m³/ha/an, avec un rendement que l'ONF voudrait meilleur et désire améliorer.

Les parcelles sont soit éclaircies et les fûts amenés par les engins au bord de chemins, soit conduites en coupe rase, reprofilées puis replantées. La Fonge se trouve dans ce dernier cas anéantie et doit reprendre à partir des rares mycéliums survivants.



Figure 32. Ancien peuplement de feuillus de la parcelle 52, après coupe à blanc, Forêt d'Andigny. Photo : G. Polesel



Figure 33. Traces de débardages mécaniques de la parcelle 85, Forêt d'Andigny. Photo G. Polesel



Figure 34. Ornières profondes et troncs abattus. Forêt d'Andigny, parcelle 85. Photo : G. Polese



Figure 35. Stockage de bois en bordure de chemin forestier, Forêt d'Andigny, parcelle 85. Photo : G. Polese

B) Les activités cynégétiques

La chasse à tir est pratiquée sur l'ensemble de la forêt et concerne essentiellement le chevreuil et le sanglier.

1) Le chevreuil

Il est chassé avec pour objectif le maintien de la population permettant la régénération naturelle de la forêt, sans recours à des protections artificielles comme des filets plastiques entourant les jeunes arbres. Notons que cette population est évaluée annuellement et avoisine les 200 têtes.



Figure 36. Anciens filets de protection installés parcelle 69, Forêt d'Andigny. Photo : G. Polesel

2) Le sanglier

La chasse a pour but la diminution des populations sans directives conservatoires, à un niveau compatible avec les objectifs du contrat agro-sylvo-cynégétique entre la Chambre d'Agriculture de l'Aisne, l'ONF et la Fédération des chasseurs de l'Aisne.

Tableau 22. Tableau des prélèvements cynégétiques. Source : Plan d'aménagement de l'ONF.

Saison	Chevreuil	Sanglier
2001-2002	58	30
2002-2003	75	34
2003-2004	99	32
2004-2005	70	48
2005-2006	86	40

C) L'accueil du public

La fréquentation touristique de la forêt est relativement importante, en particulier aux moments des jonquilles, des muguetts et des jacinthes... tous trois intensément cueillis.

Des « équipements d'accueil du public » ont été mis en place :

- Parcours promenade de 2 800 mètres,
- Sentier sportif,
- Sentier d'interprétation,
- Pistes cavalières (10 km),
- 3 aires de pique-nique,
- 3 aires de stationnement,
- 1,6 km de routes forestières goudronnées, carrossables et ouvertes.

La cueillette des champignons est une des activités automnales, souvent pratiquée, et on rencontre de nombreux récolteurs, du novice au mycophage averti, aux intentions évidemment gastronomiques.

On peut toutefois remarquer qu'il serait agréable de ne pas rencontrer les nombreux débris, aussi divers que surprenants, témoins de la fréquentation soutenue de nombreux secteurs de la forêt, où canettes et bouteilles vides se comptent par dizaines... Sans oublier les bidons d'huile, des cartouches, des pneus, des gravats, des débris plastiques en tout genre, une télévision, une ampoule, une boule de Noël, divers médicaments, de nombreux livres, des vêtements, des chaussures, un cadavre de chat domestique...

C'est essentiellement la destruction des horizons superficiels du sol, l'enlèvement des arbres et le piétinement qui nuisent le plus à la Fonge.



Figure 37. Bouteilles en verre... Photo : G. Polesel



Figure 38. Bidon d'huile... Photo : S. Polesel-Righetti

2^{ème} Partie : Généralités sur les champignons

I. LE CHAMPIGNON : SA DEFINITION, SON HISTOIRE

A) La place des Champignons dans le règne vivant

Qu'est-ce qu'un champignon ? Quand on pose la question au public, la plupart le décrit comme une entité composée d'un pied et surmontée d'un chapeau. Cette description classique, assez vague, empreinte de mystère, ne correspond en fait qu'à la très éphémère partie reproductrice de ce qui est véritablement un champignon, et encore, de certains champignons dits évolués ou « supérieurs ».

Comment le définit-on ? Lorsqu'on cherche dans les dictionnaires et même sur internet, voilà ce que l'on peut en résumer. Sur le plan étymologique, le terme champignon vient du latin *campinoli*, qui signifie « petit produit des campagnes ». Sur le plan descriptif, il est défini comme un « végétal non chlorophyllien, sans fleur, au pied surmonté d'un chapeau et qui pousse dans les lieux humides ». Cette définition, évidemment fautive, vient du fait que l'on a longtemps rangé les Champignons dans le règne végétal. En effet, ils possèdent quelques caractéristiques communes avec les végétaux, notamment le fait que les cellules possèdent une vacuole et sont entourées d'une paroi rigide, les rendant alors immobiles (ou peu mobiles).

Les scientifiques et les naturalistes ont également rangé les Champignons dans la « classe » des Cryptogames, du grec *Cryptos* = caché et *Gamos* = mariage/reproduction, à côté des Algues, des Mousses et des Fougères. En effet, il n'y a pas de fleur ou d'appareil sexuel visible et par conséquent le mode de reproduction était peu évident ou difficile à appréhender. Leur point commun ici est la production de spores pour pouvoir se disséminer et se multiplier.

Plus tard, les Champignons ont été rangés dans les Thallophytes, du grec *Thallos* = bourgeon et *Phyton* = plante, c'est-à-dire des plantes qui ne possèdent ni fleur, ni feuille, ni tige, ni racine où l'appareil végétatif de l'entité est constitué de formes aplaties ou filamenteuses. Le critère de choix ici est donc l'absence d'organes différenciés qui sont pourvus d'une fonction (les fleurs pour la reproduction, les feuilles pour l'assimilation, etc.). Cette considération des tissus non différenciés a entraîné l'exclusion des Fougères de notre précédent quatuor, puisque celles-ci ont « inventé », au cours de l'évolution, justement les racines et les vaisseaux conducteurs de sève.

Par la suite, quand on a voulu préciser encore la définition des Champignons, on a remarqué l'absence de pigments assimilateurs, à la différence des Algues et des Mousses. Ce sont les molécules permettant la transformation de l'énergie lumineuse en énergie chimique, octroyant ainsi l'autotrophie vis-à-vis du carbone à l'organisme pratiquant la photosynthèse. Le plus connu de ces pigments assimilateurs est la chlorophylle, bien qu'il existe aussi des pigments dits accessoires (caroténoïdes et phycobilines). On qualifie donc les Champignons d'hétérotrophes vis-à-vis du carbone, c'est-à-dire qu'ils sont incapables de synthétiser de la matière organique et vont donc devoir la trouver ailleurs, sous forme de matière organique préformée.

Les champignons ont aussi des caractères communs avec les animaux, en plus de cette hétérotrophie : ils ne possèdent pas de plaste et partagent des métabolites communs. On sait actuellement que les Champignons seraient en fait plus proches des animaux que des plantes sur le plan évolutif

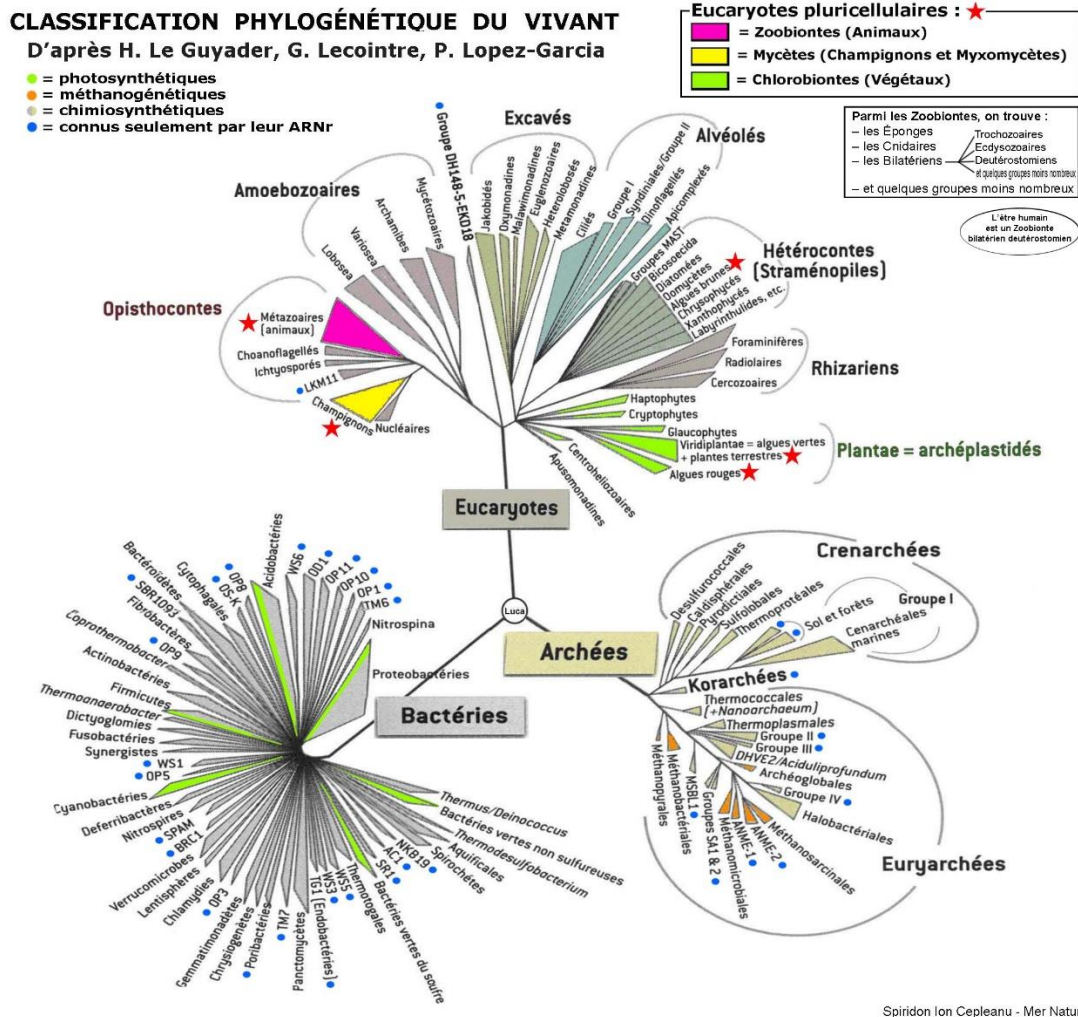


Figure 39. "Arbre" phylogénétique du vivant. Source : Wikipédia.

On peut observer clairement sur cette « arborescence » phylogénétique, que les Animaux (en fuschia) et les Champignons (en jaune) forment un groupe distinct, les Opisthocontes (du grec *opisthen* = derrière et *kontos* = flagelle). Ce groupe des Opisthocontes, caractérisé par la présence d'un unique flagelle propulseur, est diamétralement opposé aux « Lignées vertes » des plantes classiques : preuve supplémentaire que les champignons sont plus proches des animaux que des plantes. Notons que la majorité des champignons a perdu au cours de l'évolution ce flagelle propulseur.

C'est ainsi que les scientifiques ont érigé les Champignons en un règne autonome, les *FUNGI*, du latin *Fungus* = champignon, au côté des règnes animal et végétal. Robert Harding Whittaker (1920-1980), écologue et botaniste américain, a proposé en 1969 (après une première ébauche en 1959), une classification du vivant en 5 règnes distincts : *Animalia*, *Plantae*, *Fungi*, *Protista* et *Prokaryota* (= *Monera*). Ce schéma reste satisfaisant car il a le mérite de considérer les Champignons comme suffisamment originaux pour constituer un règne autonome. Toutefois, le nombre de règnes s'est encore accru avec le temps, en même temps que la définition des Fungi se précisait sensiblement.

1) Définition actuelle du règne fongique.

Il est aujourd'hui incontestable que les Champignons forment un règne à part entière, constituant une branche évolutive singulière, qui est définie par la somme de 4 + 3 caractères fondamentaux. Il est nécessaire de faire cette nuance quant au nombre de caractères car au fur et à mesure que la définition des Fungi s'est précisée au cours du temps, des organismes autrefois considérés comme des champignons ont dû être exclus de ce règne.

Ils sont **EUCARYOTES**, à l'instar des Protistes, des Animaux et des Végétaux. C'est-à-dire que le matériel génétique, compacté en chromosomes, est protégé dans un véritable noyau entouré d'une double membrane alors que les Procaryotes (bactéries et archées) n'en possèdent pas. Parmi les Eucaryotes, les Fungi (ou *MYCOTA*) ont la particularité d'avoir une division cellulaire, ou mitose, intranucléaire. Cela signifie que la répartition de l'ADN entre les cellules filles s'effectue à l'intérieur même du noyau de la cellule mère sans désagrégation préalable de la membrane nucléaire.

Ils sont **HÉTÉROTROPHES** vis-à-vis du carbone. Ne possédant pas de plastides ou de pigments assimilateurs comme les végétaux, ils sont incapables de fabriquer leur propre matière organique carbonée à partir d'une forme minérale de carbone comme le font les plantes au cours de la photosynthèse. C'est extrêmement important car cette contrainte majeure conditionne la position du champignon dans l'écosystème et l'environnement. Cela lui impose de trouver de la matière organique préformée dans son milieu proche et pour cela les champignons ont développé plusieurs stratégies d'exploitation auprès des producteurs primaires (les plantes de façon générale) : ils pourront soit se nourrir de matière carbonée morte (saprotrophisme) soit s'associer à des organismes vivants (parasitisme et symbiose).

Pour ce qui est de l'azote, autre élément constitutif de la matière vivante, certains mycètes sont hétérotrophes vis-à-vis de cet élément tandis que d'autres sont autotrophes.

Leur **APPAREIL VÉGÉTATIF** est **RAMIFIÉ, DIFFUS ET TUBULAIRE**. Le champignon est un organisme discret, pour ne pas dire invisible qui ne possède pas de tissus différenciés, mais qui se présente au quotidien, dans les conditions ordinaires, sous la forme d'un mycélium enfoui dans le substrat. Ce mycélium se caractérise par un ensemble de filaments pratiquement microscopiques (ne dépassant pas 20 micromètres d'épaisseur) formant un feutrage non déterminable sans des techniques de laboratoire complexes (biologie moléculaire avec extraction d'ADN et séquençage de marqueurs). Les mycètes les plus « primitifs » ont un mycélium de structure coenocytique, c'est-à-dire que celui-ci se présente sous forme de « siphon » dépourvu de cloison transversale et donc plurinucléé. Chez les champignons plus évolués, le mycélium est « septé ». Le filament, alors cloisonné, est constitué d'articles très allongés mis bout-à-bout et de croissance apicale ; on le nomme hyphes mycéliens. Il arrive qu'en de rares occasions, on puisse observer un amalgame de ces filaments mycéliens condensés en rhizomorphes (sorte de cordons simulant des racines) ou en sclérote (masse compacte offrant de la résistance). Cette organisation en faux-tissus porte le nom de plectenchyme.

Il existe une exception à cette affirmation : certains champignons ont réduit au cours de l'évolution leurs hyphes à une seule cellule. Ces champignons unicellulaires portent alors le nom de levure.

Leur **REPRODUCTION** se fait au moyen de SPORES. Telle est la solution adoptée par les champignons pour se disséminer et se multiplier. La diversité de ces spores est considérable,

à la fois par leur morphologie et leur origine. On distingue ainsi 2 groupes de « Spores » : les spores et les conidies. Les (vraies) spores sont des cellules de reproduction issues d'un cloisonnement interne d'une cellule-mère qui porte le qualificatif de sporange. On parle de méiospores si c'est une reproduction sexuée ou de mitospores si elle est asexuée. Les conidies sont des cellules de dissémination issues soit d'un bourgeonnement d'une cellule-mère (blastoconidies) soit de la fragmentation terminale de celle-ci (arthroconidies). Elles sont toujours asexuées.

Le règne fongique, s'il n'était défini que par ces 4 premiers caractères (ce qui a tout d'abord été le cas), constituerait alors un ensemble polyphylétique, c'est-à-dire issu de plusieurs lignées évolutives distinctes. En effet, il s'est avéré, sur la base de recherches moléculaires que des organismes autrefois admis dans le règne fongique en étaient séparés d'un point de vue phylogénétique. Pour cela, et pour renforcer la définition des Fungi, trois caractères supplémentaires ont été introduits pour circonscrire le règne Fungi actuel et en faire un seul ensemble issu d'un ancêtre commun, c'est-à-dire un groupe monophylétique.

Ils sont **ABSORBOTROPES**. Pour acquérir le carbone ou d'autres nutriments, les champignons procèdent par absorption. Dans un premier temps, le champignon sécrète des enzymes lytiques extracellulaires dans son environnement qui vont prédigérer la matière organique ; ensuite le mycète va rapatrier cette « soupe » de molécules nutritives fragmentées au sein de son organisme. Pour cela les mycètes ont mis en place différents mécanismes de passage au travers de leur membrane cellulaire. Ce processus est facilité par la très grande surface d'absorption offerte par le mycélium. C'est un mode de nutrition très original car très différent de ce qui existe dans le reste du monde vivant à savoir l'assimilation chlorophyllienne chez les plantes et l'ingestion chez les animaux. Il faut noter que la phagocytose est une forme d'ingestion, ce qui a entraîné l'exclusion des Myxomycètes du règne fongique qui sont maintenant rattachés aux *Mycetozoa*, dans le *phylum* des *Amoebozoa*, dans le règne des *Protozoa*.

Les **SPORES** sont « **NON** » **FLAGÉLLÉES**. Ce n'est pas tout à fait vrai : il y a une division archaïque, qui est bien membre des Fungi, possédant un seul et unique flagelle postérieur propulseur. À la différence des algues qui ont deux flagelles tracteurs positionnés vers l'avant de la spore. Cela a entraîné l'exclusion des Phycomycètes (une partie des anciens *Mastigomycota*) qui sont rattachés maintenant au règne des *Chromista*. Ce qui reste des *Mastigomycota* aux spores munies de ce flagelle unique prendra le nom de *Chytridiomycota*.

Les **PAROIS CELLULAIRES** sont composées de **CHITINE**, à l'instar de la cuticule ou des exosquelettes des arthropodes (insectes, arachnides, myriapodes, crustacés et nématodes) et non de la cellulose comme on le trouve chez les végétaux, mais aussi les chromistes. Cette chitine est une macromolécule, un polysaccharide formé d'un enchaînement linéaire de N-acétylglucosamines. Cela renforce l'exclusion des Phycomycètes puisqu'ils ont une paroi cellulosique et sont donc rangés dans les *Chromista*.

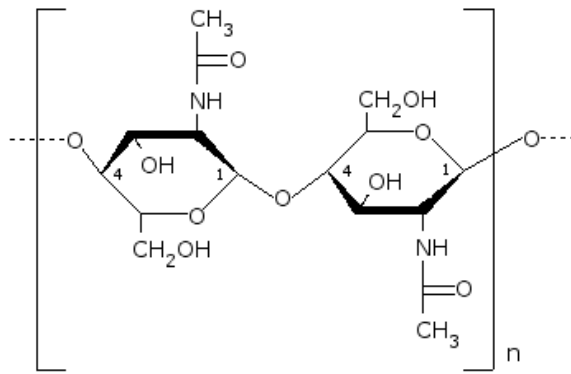


Figure 40. Formule semi-développée de la Chitine. Source : Wikipédia

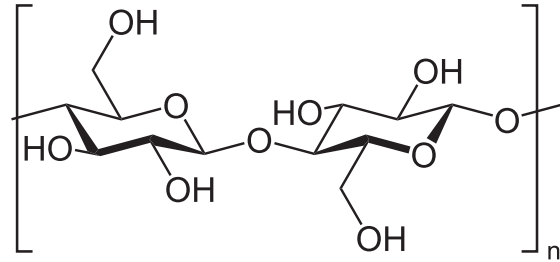


Figure 41. Formule semi-développée de la cellulose. Source : Wikipédia

Il faut remarquer, tant que l'on traite les polysaccharides, que les réserves énergétiques des champignons les rapprochent plus des animaux que des plantes : en effet, le glucose est stocké sous forme de glycogène au lieu d'amidon.

2) Les organismes désormais séparés du règne des Fungi.

a. Myxomycota

Le règne des *Mycetozoa*, qui maintenant est rangé parmi le *phylum Amoebzoa* (lui-même rangé dans le *Regnum Protozoa*), rassemble deux classes principales : les Myxomycètes et les Acrasiomycètes. Il s'agit d'organismes eucaryotes hétérotrophes et saprotrophes se reproduisant au moyen de spores biflagellées. Autrefois, on les qualifiait même de « champignons-animaux » du fait de leur capacité de prédation et de mobilité.

Les Myxomycètes (du grec *muxa* = glaire, mucosité), sont traditionnellement étudiés par les mycologues puisqu'on trouve leurs « fructifications » dans les mêmes environnements que les autres champignons (avec cependant quelques particularités). Ils présentent un cycle de vie singulier montrant une alternance entre les formes unicellulaires et les formes plurinucléées.

Il me paraît logique de faire le constat suivant : bien que les myxomycètes ne soient plus des Fungi au sens nouvellement défini du terme, il est toléré que les mycologues continuent de les inventorier. Après tout, si ce n'est pas nous, qui le fera ? C'est ainsi qu'au cours des sorties et des récoltes effectuées dans la Forêt Domaniale d'Andigny, j'ai été amené à trouver quelques myxomycètes qui figureront dans cet inventaire, considérant qu'ils ont cette place à part au sein du vivant.

Le cycle de vie commence par la germination d'une endospore dans un milieu favorable (humidité, température, pH...). Notons que ce sont des **spores haploïdes** qui ne contiennent qu'un seul jeu de chromosomes. Ces endospores sont également enveloppées d'une **paroi de glucosamines** (qui n'est donc ni de la chitine, ni de la cellulose – preuve supplémentaire de leur non-appartenance au règne fongique).

Ces spores donnent naissance à des formes unicellulaires également haploïdes d'aspect tantôt amiboïdes (on parle de **myxamibe**) tantôt biflagellées (on parle de **myxoflagellé**) suivant les conditions d'humidité - myxoflagellé par temps humide et myxamibe par temps sec. Ces formes transitoires, qui peuvent aisément alterner ces deux phases, vont être capables de se nourrir par **phagocytose** et aussi de se multiplier par mitose (mais uniquement pour le stade

« amibe »). En cas de raréfaction ou d'absence de sources de nourriture, les myxamibes s'enkystent en attendant de meilleures conditions de développement.

Après une période de vie unicellulaire, ces cellules mobiles sont capables de fusionner deux à deux, à l'instar des gamètes, pour aboutir à la formation d'un **zygote diploïde** (défini alors comme la fusion de deux gamètes aboutissant à une cellule pourvue de deux jeux de chromosomes). Ce zygote possède toujours la faculté de se mouvoir et de se nourrir, et ce jusqu'à ce que son cytoplasme devienne trop volumineux. Alors, et seulement à ce moment-là, les noyaux entament une succession de divisions cellulaires sans qu'il y ait pour autant une partition concomitante du cytoplasme. Ces divisions rythmées sont toujours synchrones. On obtient ainsi un organisme massif et plurinucléé, une structure coenocytique qui sera visible à l'œil nu à l'aspect gélatineux, visqueux et gluant, très souvent vivement colorée, et que l'on nomme **plasmode**. C'est justement l'aspect très divers de ces plasmodes, tantôt étirés (formant parfois des pseudo-veines pour faire circuler le cytoplasme), tantôt condensés et ressemblant alors à des minuscules sporophores, qui a pendant très longtemps entretenu cette confusion macroscopique entre les vrais champignons et ces organismes originaux, même extraordinaires.



Figure 42. Pseudoveine de *Physarum polycephalum*. Photo : G. Polesel



Figure 43. Pseudoveine et plasmode en expansion de *P. polycephalum*. Photo : G. Polesel

Ainsi les plasmodes, dépourvus de paroi, sont la principale forme végétative des myxomycètes. Ils sont capables de se déplacer sur et dans le substrat (sol, matières organiques comme le bois, l'humus, ou même des sporophores de vrais champignons) dans leur quête de subsistance (bactéries, débris organiques) mais aussi d'humidité. Si les conditions devenaient défavorables, le plasmode a la possibilité de s'encapsuler en **sclérote** en attendant des jours meilleurs.

Morphologiquement, le cytoplasme du plasmode est organisé en deux régions distinctes : l'**endoplasme** relativement fixe et qui contient l'ensemble des organites, et l'**ectoplasme** qui est soumis aux déformations constantes dues à l'émission des **pseudopodes**.

En effet le déplacement d'un myxomycète est effectué par reptation et se pratique au moyen de pseudopodes, des déformations de la membrane plasmique ressemblant à des tentacules rétractiles. Ces mêmes pseudopodes vont permettre au plasmode de « chasser », c'est-à-dire se nourrir par **phagocytose**. Ce moyen de nutrition est habituellement découpé en trois phases : **adhésion, ingestion et digestion**.

- L'adhésion est l'étape où la membrane du pseudopode entre en contact, au moyen de **lectine**, avec la particule (ou la bactérie) qu'elle va « ingérer ».
- L'ingestion ici consiste en fait à recouvrir la proie de pseudopodes, pour l'enfermer dans une nouvelle vacuole intracellulaire, nommée **phagosome**.
- La digestion se déclenche lorsqu'un **lysosome** (une autre vacuole intracellulaire mais qui contient un cocktail d'enzymes lytiques) s'accrole au phagosome et provoque la fusion des membranes cytoplasmiques des deux vacuoles. Le complexe formé prend le nom de **phagolysosome** dans lequel les enzymes vont s'attaquer aux différents constituants de la particule à digérer (ou du microorganisme) selon leur spécificité.

Enfin les « restes du repas » seront tout simplement excrétés en dehors du plasmode.

À un certain stade, selon certaines conditions environnementales encore mal connues, le plasmode s'immobilise. Ce sont les prémices d'une **sporogénèse**. Il n'y a pas de retour en arrière. Le myxomycète est si vulnérable à ce moment-là, que le moindre dommage tuerait l'organisme. Il faut comprendre que le mécanisme de fructification des myxomycètes est complexe et qu'on ne peut le détailler ici. Il peut aboutir à différentes morphologies selon les espèces. Toutefois on peut le schématiser en disant qu'il va apparaître, aux dépens du plasmode, une série de structures productrices de spores que l'on appelle **sporocystes**. Les sporocystes sont généralement constitués d'un pied, le **pédicelle**, qui se prolonge parfois en **columelle**. Quant à la « tête » du sporocyste, on y retrouve les endospores (haploïdes puisque produites via un mécanisme de méiose) qui sont englobées dans un réseau de filaments servant à leur dissémination qui porte le nom de **capillitium**. Cette structure est protégée par le **péridium**.

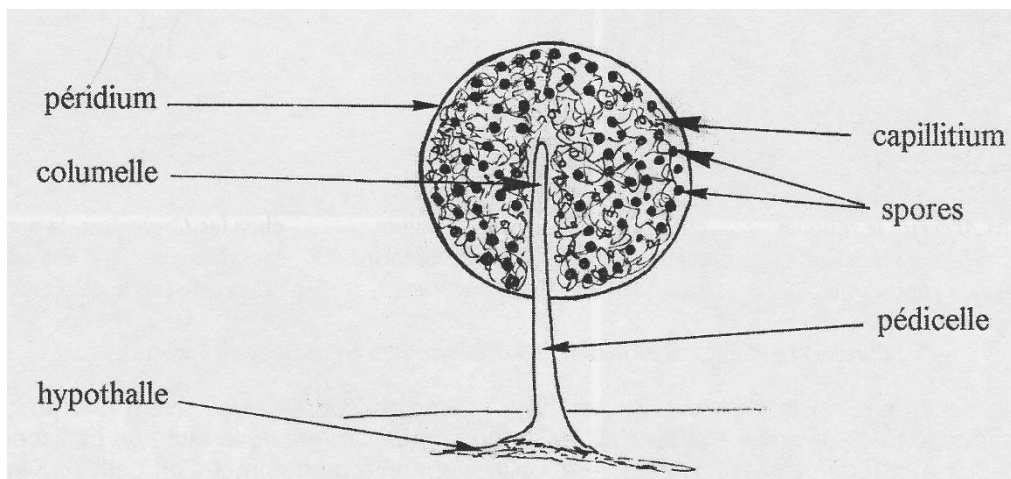


Figure 44. Coupe schématique d'un sporocyste. Source : Bull. Soc. Mycol. Nord Fr. 78 : 1-18 (2005)

La dissémination des spores se fera principalement par les courants d'air, mais aussi la pluie ou les animaux.

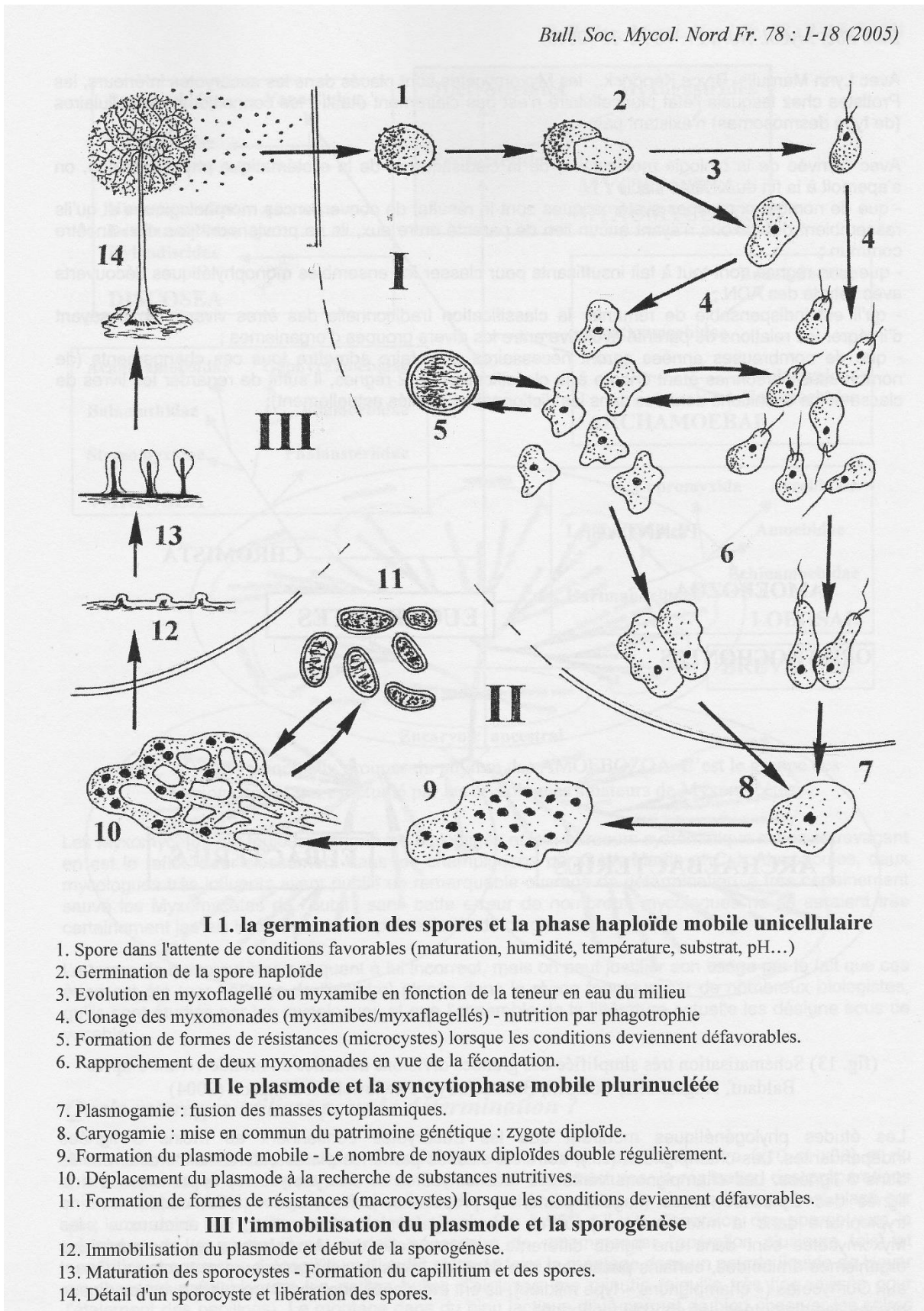


Figure 45. Schématisation du cycle de vie d'un myxomycète. Source : Bull. Soc. Mycol. Nord Fr. 78 : 1-18 (2005).

Voici quelques photos de myxomycètes rencontrés à Andigny :



Figure 46. *Stemonitis axifera* (Myxomycète). Photo : G. Polesel



Figure 47. *Fuligo septica* (Myxomycète). G. Polesel



Figure 48. *Lycogala epidendron* (Myxomycète). Photo : G. Polesel

b. *Phycomycota* (ou « Champignons-algues »)

Cette branche des anciens Mastigomycota est maintenant intégrée dans le règne des chromistes au côté des « algues brunes ». La classe qui nous intéresse principalement est celle des Oomycètes. Ce sont des eucaryotes hétérotrophes et absorbotrophes dont la reproduction fait intervenir des spores biflagellées. La forme végétative est de nature coenocytique et présente l'aspect de siphons à parois cellulósiques.

La reproduction asexuée fait intervenir des spores nageuses biflagellées, appelées **zoospores**, qui ne peuvent intervenir que dans un milieu aquatique. La reproduction sexuée s'affranchit de cette contrainte aquatique via le principe d'oogamie siphonogame, ce qui représente une importante étape dans l'adaptation à la vie terrestre. C'est-à-dire que la reproduction sexuée se fait directement à l'intérieur de **gamétocystes** (sorte de sacs) produits par l'hyphe. Le gamétocyste mâle, appelé **spermatocyste**, va émettre des tubes copulateurs qui vont pénétrer le gamétocyste femelle, l'**oogone**, et provoquer la fusion des cytoplasmes, on parle donc de **plasmogamie**. La méiose va produire des noyaux haploïdes dans chaque gamétocyste et les noyaux « mâles » vont ensuite, au travers du **tube copulateur**, fusionner avec les oosphères femelles dans l'oogone, c'est la **caryogamie**. Les oosphères ainsi fécondées mûriront en oospores.

L'ordre des *Peronosporales* ne comporte que des parasites de végétaux supérieurs, responsables de maladies encore appelées « maladies cryptogamiques ». C'est dans cet ordre que l'on trouve les mildious de la pomme de terre (*Phytophthora infestans*), de la vigne (*Plasmopora viticola*) et de la laitue (*Bremia lactucae*).

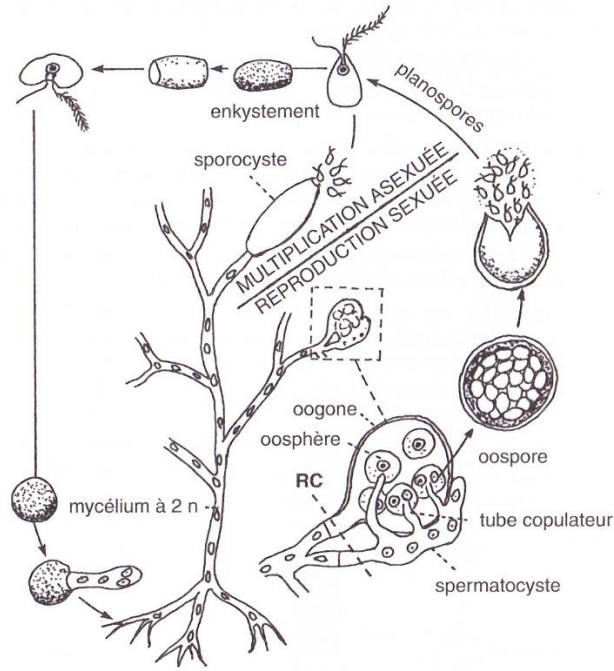


Fig. 3.2. Cycle de reproduction de *Saprolegnia thuretii*. La multiplication asexuée est la plus courante; la reproduction sexuée n'a lieu qu'en conditions défavorables, par exemple, lorsque le milieu extérieur s'appauvrit en éléments nutritifs. On remarquera l'allure algale du champignon. RC, réduction chromatique.

Figure 49. Cycle de reproduction de *Saprolegnia thuretii*. Source : P. Bouchet et al., 2005.

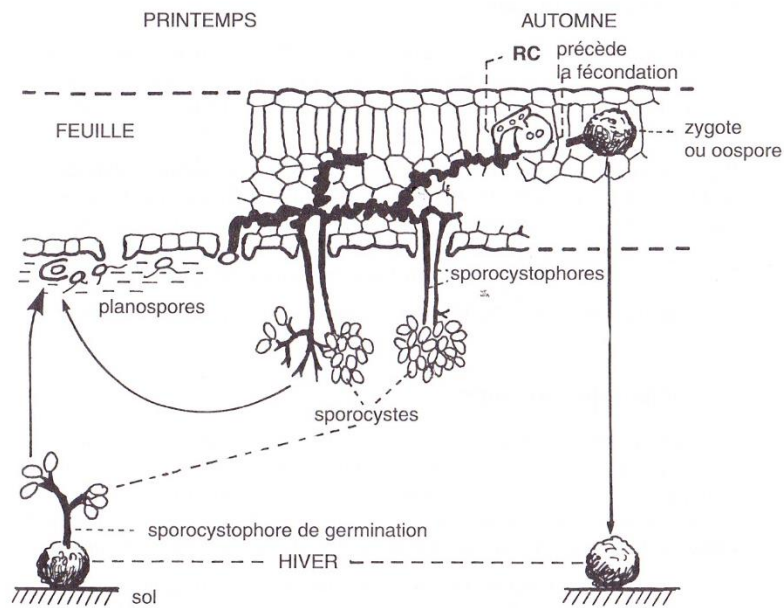


Fig. 3.3. Cycle de reproduction de *Plasmopara viticola*, agent du mildiou de la vigne. Cette espèce est monoïque (les organes mâles et femelles sont portés sur le même mycélium), comme pour la majorité des Péronosporales : la reproduction sexuée a lieu par autofécondation. La phase haploïde est très courte, la fécondation suivant la méiose (RC). Les planospores perdent leurs flagelles, formant un siphon qui pénètre par un stomate. Le mycélium est figuré en noir, dans le seul but de le différencier des tissus de l'hôte.

Figure 50. Cycle de reproduction de *Plasmopara viticola*. Source : P. Bouchet et al., 2005

B) L'histoire de la mycologie : de l'évolution de l'identification et de la classification des champignons

La Mycologie, science qui s'intéresse au monde assez obscur des champignons, est une science assez jeune. Il est intéressant de regarder la naissance et l'évolution puis le devenir de cette science.

Quand nous identifions ou décrivons un champignon, quand nous apposons un nom sur un organisme, nous utilisons des noms créés avant nous, hormis bien sûr s'il s'agit d'une espèce nouvelle que l'on désigne soi-même. Nous travaillons alors avec l'héritage des précédents naturalistes qui ont décrit et nommé ces champignons. D'une certaine manière, s'interroger sur les noms utilisés pour décrire tel ou tel champignon nous oblige à remonter facilement deux ou trois siècles en arrière pour retracer l'histoire de la connaissance de ce champignon. Cette histoire des sciences a également une vocation plus terre à terre puisqu'elle va conditionner aussi les règles de nomenclature utilisées en mycologie (que nous aborderons après).

Tout ne commence pas avec Carl Von Linné en 1753. Même si ce botaniste suédois a marqué l'histoire par la création de la Classification binomiale avec un nom de genre et un épithète (que l'on pourrait assimiler grossièrement à un nom de famille et un prénom), d'autres naturalistes s'étaient intéressés aux champignons, alors considérés comme des plantes. Toutefois, Linné avait l'influence par son statut à la Cour de Suède, et également la science de par l'immense bibliothèque royale, pour propager et imposer son système de dénomination, avec la 2^e édition du *Species Plantarum*.

On peut ainsi caractériser 8 périodes :

- Les auteurs « pré-linnéens »,
- Le travail de Linné,
- Les grands illustrateurs,
- Les premiers classificateurs,
- Les auteurs « post-friesiens »,
- La mycologie française,
- La révolution de Marcel Bon,
- L'avènement de la biologie moléculaire.

1) Les Auteurs « pré-linnéens »

La première publication en matière de mycologie date de 1592, faite par un médecin et botaniste lillois, Mathias De l'Obel (1538-1616) dit « Lobelius » (qui a donné son nom au genre *Lobelia*...). Il a publié des ouvrages médicaux où il décrivait et illustrait par des gravures, certes de nombreuses plantes, mais aussi quelques champignons. Les noms utilisés pour décrire alors les champignons sont polynomiaux c'est-à-dire qu'on avait un nom générique pour situer la position de l'organisme puis une succession d'épithètes pour définir l'espèce. Si bien qu'au final, le nom devenait la description de l'organisme concerné. On peut aussi remarquer les aprioris qu'avaient les botanistes vis-à-vis des fungi : à partir du moment où c'était une



Figure 51. Lobelius. Source : Wikipédia

plante, il y avait obligatoirement des racines, ce qui les amenait à imaginer des « racines de champignons ».

Il fut suivi par l'arrageois Jules Charles de l'Ecluse (1526-1609) dit « Carolus Clusius » (la *Tulipa clusiana* lui est dédiée), botaniste et médecin flamand qui trouva refuge à Leyde (Leiden) en Hollande (parce qu'il était protestant) où il fonda le premier jardin botanique de l'histoire (On peut observer à Keukenhof, un jardin lui rendant hommage). À partir de ses voyages en Italie du Nord et en Bavière, il publia des planches illustrant plantes et champignons, ainsi que leur usage de la même manière que De l'Obel, en 1612. Toutefois il est le premier à classer les champignons de façon intuitive : à savoir les bons, les Esculenti, et les mauvais, les Perniciales.



Figure 52. Carolus Clusius. Source : Wikipédia



Figure 53. Buste de Clusius à Keukenhof. Photo : G. Polesel

Le premier ouvrage dédié entièrement aux champignons est de Johannes Franciscus van Sterbeek (1630-1693), un Belge flamand qui en 1675 publia le *Theatrum Fungorum*. Un ouvrage singulier où l'auteur compila toutes les planches traitant de champignons (dont celles de *Lobelius* et *Clusius*...) pour en faire une sorte de monographie qui tient plus du recueil des illustrations des précédents naturalistes. Hélas, du fait que l'on ne comprenait pas très bien les champignons et à cause de l'apriori les situant parmi les plantes, ces planches devenaient souvent imaginaires, parfois caricaturales. Mais il faut saluer l'effort réalisé par Sterbeek.



Figure 54. Sterbeek. Source : Wikipédia



Figure 55. Planche des Phallales du *Theatrum Fungorum* de Sterbeek.

Le premier auteur qui se détache de la dualité bon/mauvais champignon est le botaniste français Pierre Magnol (1638-1715) (qui a donné son nom au genre *Magnolia*...). En 1689, il est le premier à proposer une classification (intuitive) davantage basée sur la morphologie et l'écologie des champignons plutôt que sur leurs usages. Même si sa classification peut sembler simpliste, elle est à l'origine de noms qui nous sont aujourd'hui familiers. Magnol classait les champignons, comestibles ou non, selon l'endroit où cela poussait : mer (éponges et alcyons... qui sont en fait des animaux) , sous terre (Tuber), sur les arbres (Polyporus, Thelephora), sur la terre... Pour cette catégorie-là, il s'appuie sur la morphologie : ceux qui sont striés (*Agaricus*) ou porés (*Boletus*), ceux qui ressemblent à des grillages (*Morchella* et *Clathrus*), ou à des doigts (*Clavaria*).



Figure 56. Magnol. Source : Wikipédia

Il a été toutefois très critiqué pour son interprétation libre des textes latins et des erreurs qui en découlent. En effet, pour Pline, *Boletus* ne caractérisait pas un champignon terrestre avec pied, chapeau et pores, mais en fait ceux qui poussaient sur le bois. De même que les truffes n'étaient pas appelées *Tuber*, mais *Hydnum*. Cela étant, c'est une révolution en matière de classification et on notera que les noms ont été conservés par l'usage, même aujourd'hui.

C'est en 1728 que le botaniste et biologiste italien Pier Antonio Micheli (1679-1737) fut le premier à observer « la reproduction des champignons ». En effet il signale et illustre « les poudres » produites par les champignons qu'il assimile alors à des graines (mais qui sont en fait les spores). Il observe également les cellules créant ces spores (les basides) mais imagine qu'elles se fécondent entre elles... Notons également qu'il fit la première description des asques dans son ouvrage, le *Nova Plantarum Genera* en 1729.



Pietro Antonio MICHELI
(1679-1737)

Figure 57. Micheli. Source :
Wikipédia

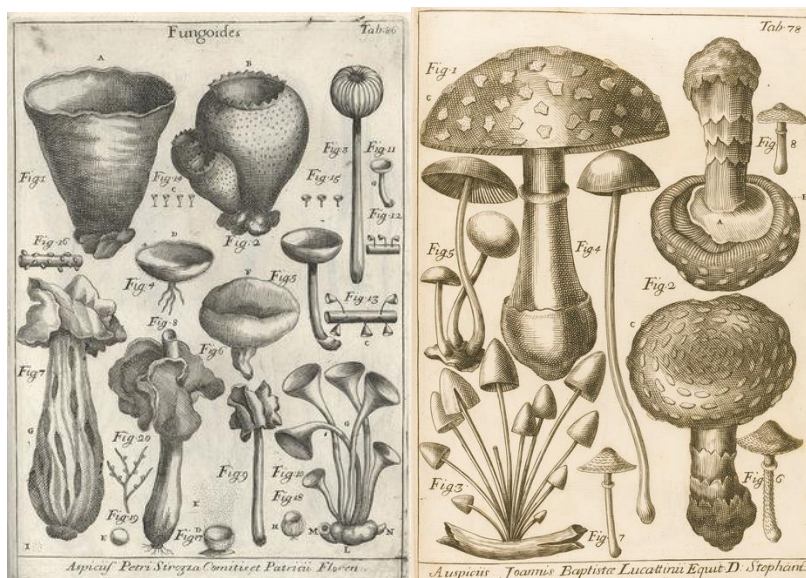


Figure 58. Planches du *Nova Plantarum Genera* de Micheli

Après d'autres naturalistes comme Joseph Pitton de Tournefort (1656-1708) ou Sébastien Vaillant (1669-1722), botanistes français qui restaient dans la continuité de Magnol, nous arrivons enfin à Linné et son « bouleversement ».



Figure 59. Tournefort. Source : Wikipédia



Figure 60. Vaillant. Source : Wikipédia

2) Le Travail de Linné (Source : Stafleu & Cowan, 1981, p77-111)

Carl von Linné (1707-1778) commence à révolutionner la botanique avec la publication du *Systema Naturae* en 1735, puis du *Fundamenta Botanica* en 1736, où il y explique les besoins de réformer la taxinomie botanique. Dans le *Critica Botanica*, en 1737, il développe son idée en traitant des noms génériques, des noms spécifiques, des variétés et des synonymes. Par nom spécifique, Linné faisait référence aux phrases diagnostiques utilisant cette succession d'épithètes. C'est le début de sa révolution nomenclaturale. Elle culminera avec la publication de la première édition du *Species Plantarum* en 1753 où il accomplit un travail considérable de redescription de toutes les plantes qui avaient été décrites avant lui, ainsi que le catalogue de tous les noms qui existaient alors. Il en résulte une compilation avec une exhaustivité inégalée de tous les ouvrages dont il disposait (grâce à la riche bibliothèque royale de Stockholm) mais aussi de ses propres connaissances. Toutefois, c'est la 2^e édition du *Species Plantarum*, où il va généraliser le système de nomenclature binomiale qui va avoir l'impact majeur qu'on lui reconnaît aujourd'hui.

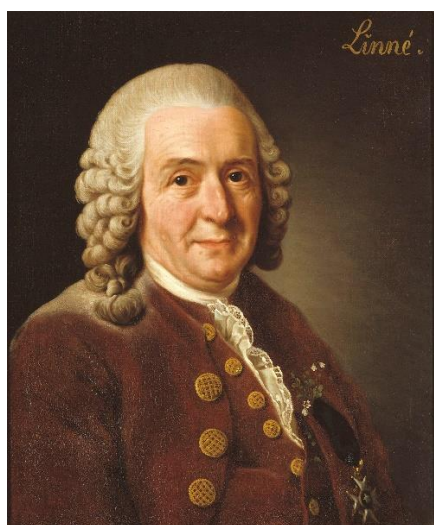


Figure 61. Linné. Source : Wikipédia

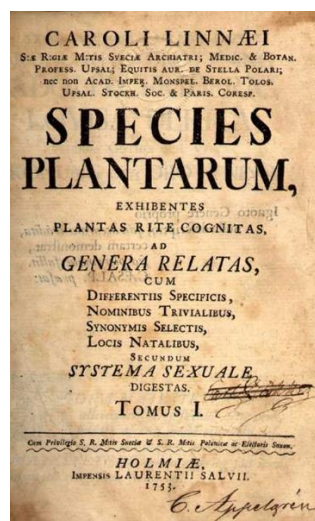


Figure 62. Page titre du *Species Plantarum* de Linné

En effet, il est dit que l'éditeur, Lars Salvius, proposa à Linné une petite amélioration qui devait aider à l'utilisation de son ouvrage : à savoir mettre dans la marge un résumé des caractères importants de l'espèce en un seul et unique mot, dans le but de créer un index à la fin dudit ouvrage (rappelons que jusqu'alors, on utilisait encore les noms polynomiaux qui parfois accumulaient plus de 20 épithètes...). L'idée aurait tant plu à Linné qu'il se la serait appropriée pour la développer, en aboutissant ainsi à la Nomenclature binomiale avec un nom de genre et un épithète unique. On ne saura jamais si c'est vraiment l'éditeur, ou Linné, ou peut-être une tierce personne qui eut l'idée en premier (et donc cette anecdote serait fautive en fait ?) mais il n'en demeure pas moins que cette 2^e édition du *Species Plantarum* avec son système infiniment simplificateur est devenu l'ouvrage fondateur.

Notons que les dates réelles de publication des volumes I et II de la première édition sont respectivement le 24 mai et 16 août 1753, la seconde édition a été éditée en 1762-1763. Cependant la date officielle de la publication a été modifiée par l'Art. 13.1 de l'ICBN au 1^{er} mai 1753.

Linné a également bien fait attention à citer les autres ouvrages qui décrivaient la même espèce, et cet immense travail de correspondance a fait de cette 2^e édition non seulement la base de la nomenclature mais aussi une harmonisation dans la reconnaissance des espèces par l'établissement des synonymies entre les auteurs et leurs illustrations antérieures.

3) Les Grands illustrateurs

C'est une époque où des aristocrates fortunés, désœuvrés mais savants, se prenaient de passion pour les sciences naturelles. Ils se sont soit inscrits dans les pas de Linné et ont illustré les espèces qu'il avait décrites, soit intéressés à des choses auxquelles Linné ne prêtait pas attention, comme les champignons qui avaient été peu traités dans le *Species Plantarum*.

On observe ainsi une émergence d'autres naturalistes dans toute l'Europe avec un certain engouement pour les sciences naturelles du fait qu'il existait un ouvrage fondateur pour dissiper toute confusion et finalement servir de cadre de base.

C'est donc Jean-Jacques Paulet (1740-1826) qui en 1773 fut le premier à être l'auteur de nouvelles espèces. Ce médecin et mycologue toulousain, ayant vu des centaines de cas d'empoisonnement par des champignons, a tenté de publier *Le Traité des Champignons*, un ouvrage détaillé en deux tomes et en français, rédigé avec élégance. Il faut comprendre que les ouvrages scientifiques étaient exclusivement rédigés en latin et donc étaient réservés à une « élite ». Ici, Paulet cherchait à apprendre aux gens, petits et grands, à reconnaître les champignons et a donc francisé les noms de champignons qu'il reconnaissait et décrivait avec des illustrations. Malheureusement son ouvrage a été peu diffusé. Toutefois on y retrouve la trace écrite d'innombrables cas d'intoxication (soit en observant les patients, soit par expérimentation empirique sur les chats et chiens de la région), ce qui est intéressant pour la Mycotoxicologie puisqu'il a mis en évidence la toxicité des amanites phalloïde et panthère, des inocybes et des clitocybes muscariniens.



Figure 63. Paulet. Source : Wikipédia

Jean Baptiste François Pierre Bulliard (1752-1793), botaniste parisien ayant eu bien plus d'influence que Paulet, a marqué l'histoire de la mycologie par la publication de planches en couleurs de haute qualité entre 1780 et 1793. Il a pour cela créé son propre système de ronéotypie en quadrichromie pour essayer de reproduire économiquement et le plus fidèlement possible les Fungi. On lui doit *l'Herbier de la France* (en 9 volumes et comprenant plus de 600 planches) où les champignons en constituent les trois-quarts. De même pour chaque espèce, il ajoute un petit texte descriptif où l'on réalise que Bulliard a cerné et défini la plupart des caractères taxinomiques utilisés encore aujourd'hui (volve, couleur de sporée...). Bien qu'il fasse référence aux autres auteurs, il n'utilise pas la nomenclature linnéenne, son concepteur n'ayant pas eu assez d'influence à Paris...



Figure 64. Bulliard. Source : Wikipédia

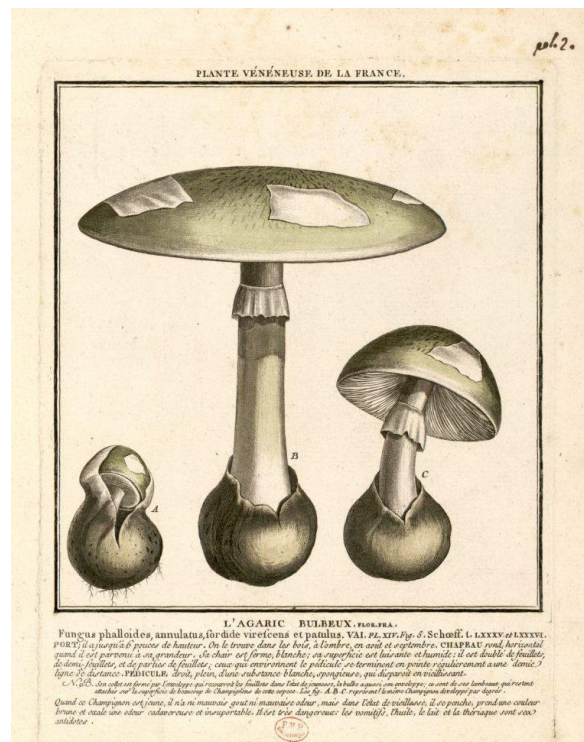
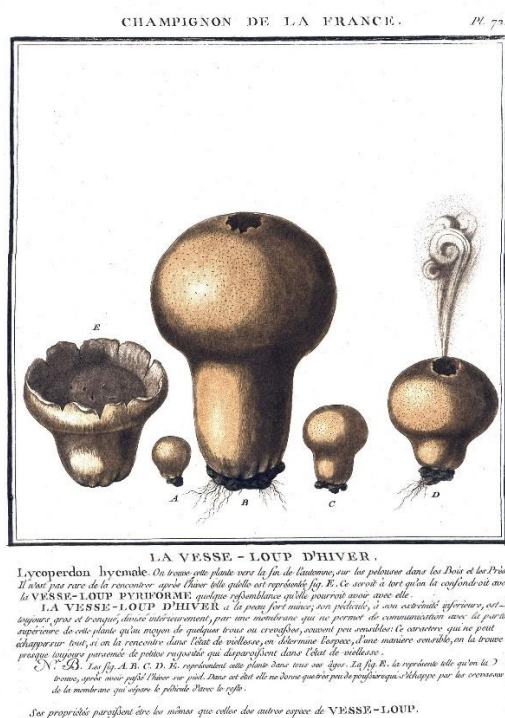


Figure 65. Planches de *l'Herbier de la France* de Bulliard, illustrant la vesse de loup et l'amanite phalloïde. (Source : Wikipédia)

On peut mentionner d'autres illustrateurs comme le bavarois Jacob Christian Schäffer (1718-1790), les anglais James Bolton (1735-1799) et James Sowerby (1757-1822), le danois Martin Hendriksen Vahl (1749-1804), l'allemand Johann Gottlieb Gledisch (1717-1786)... Cependant, les moyens de communication et donc de propagation du savoir restant limités, on accumulait encore des dizaines de noms pour une même espèce...

Exemple : pour *Kuehneromyces mutabilis* (dans la nomenclature actuelle), on l'a décrit sous les noms *Agaricus caudicinus* Linné, *Agaricus mutabilis* Schaeffer, *Agaricus annulatus* Bulliard, *Agaricus ochroleucus* Vahl, *Agaricus polymorphus* Gledisch...

4) Les premiers classificateurs

Il a fallu attendre Persoon puis Fries pour faire le « grand ménage » et oser faire les rapprochements de planches et établir les synonymies de la même manière que Linné l'avait fait pour les plantes.

Le premier ouvrage clé en Mycologie date de 1801, s'intitule *Synopsis Methodica Fungorum*, et fut rédigé par Christiaan Hendrik Persoon (1761-1836) qui avait l'ambition de publier le « *Species Plantarum* des champignons ».

Né en Afrique du Sud et donc de nationalité hollandaise, Persoon a émigré en France très tôt et bien qu'il possédât un horrible accent, il se considérait comme français et il essaya de faire sa place au sein de l'effervescence postrévolutionnaire qui tournait alors autour du Jardin botanique et du Muséum de Paris. On y trouvait des grands naturalistes comme Jean-Baptiste Pierre Antoine de Monet, chevalier de Lamarck (1744-1829), Antoine-Laurent de Jussieu (1748-1836), Georges-Louis Leclerc, comte de Buffon (1707-1788), Étienne Geoffroy Saint-Hilaire (1772-1844) qui reprécisaient alors les connaissances des plantes et des animaux, immobiles depuis Linné. Au sein de cette communauté aristocratique et très policée, Persoon avait du mal à faire bonne figure. Ses contemporains le jugeaient laid, impossible à comprendre du fait qu'il lui manquait la moitié des dents et de son accent afrikaner très prononcé, et miséreux parce qu'il vivait pauvrement dans une petite chambre sans fenêtre ni chauffage, avec juste le minimum nécessaire. Pis encore, il s'était fait une terrible réputation auprès de ses « pairs » parce qu'il réalisait son herbier en volant dans les jardins d'autrui (ce qui était alors considéré comme un crime...). Ce marginal assurait sa subsistance en monnayant des visites commentées de jardins.

SYNOPSIS METHODICA
F V N G O R V M.

S I S T E N S

ENVMERATIONEM OMNIUM HVC VSQVE
DETECTARVM SPECIERVM, CVM BRE-
VIBVS DESCRIPTIONIBVS NEC NON
SYNONYMIS ET OBSERVATIONIBVS
SELECTIS.

A V C T O R E

D. C. H. PERSOON,
SOCIÉT. REGIAE GOTTING. CORRESP. LINNAEAN.
LONDIN., PHYSIC. GOTTING., JENENS., BEROLIN.,
TIGVRIN. ET SOC. MINERALOG. JENENS.
MEMERO.

PARS PRIMA.
CVM TABVLIS AENEIS.

GOTTINGAE
APVD HENRICVM DIETERICH.
1801.



Figure 67. Persoon. Source : Wikipédia

Figure 66. Page titre du *Synopsis Methodica Fungorum* de Persoon. Source : Wikipédia

Il a néanmoins réalisé un travail remarquable de tri et de classification des champignons, notamment via des sous-genres. Un travail toutefois intuitif car du fait de la difficulté des transports et des déplacements, il était confiné à Paris et il lui a manqué l'expérience de terrain.

Les rares collaborateurs et élèves de Persoon ont voulu vulgariser son travail. Ce fut dans la 3^e édition de la *Flore française* (1815), initiée par le Chevalier de Lamarck, que son sous-main Augustin Pyrame de Candolle (1778-1841) écrivit la partie mycologique de la Flore sur la base de Persoon (semble-t-il en apprenant de Persoon lui-même). On notera que De Candolle a émigré à Montpellier en 1807 où il a instauré une tradition mycologique qui a prospéré tout au long du 18^e siècle.



Figure 68. De Candolle. Source : Wikipédia

La deuxième révolution en mycologie est due à Elias Magnus Fries (1794-1878). Ce fils de pasteur suédois, passionné de mycologie, publia à 24 ans, après deux premiers ouvrages, le premier des trois volumes du *Systema Mycologicum* (en 1821, l'index a été publié en 1832). C'est LE point de départ de la nomenclature mycologique. Il a réalisé ce que Persoon voulait faire, mais avec beaucoup plus d'acuité et d'expérience, en recherchant dans tous les ouvrages existants les noms correspondants pour une même espèce, dont il a décrit lui-même certains variants. C'est un énorme travail de triage et de classification. Il aura marqué ainsi l'histoire de la mycologie et de la classification.

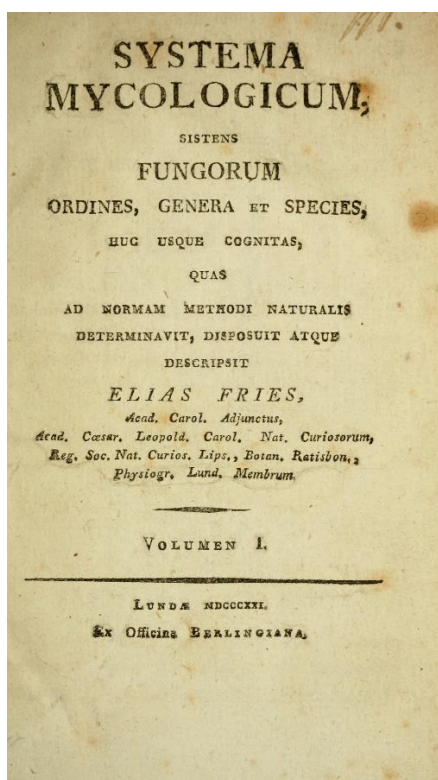


Figure 69. Page titre du *Systema Mycologicum* de Fries : Source : Wikipédia



Figure 70. Fries. Source : Wikipédia

Il faut remarquer quand même que Persoon reste la référence pour les groupes que Fries a moins travaillés (comme les « Gastéromycètes »).

5) Les auteurs « post-friesiens »

On peut observer 3 figures marquantes parmi les héritiers de Fries :

- Le médecin français Lucien Quélet (1832-1899)
- Le finlandais Petter Adolf Karsten (1834-1917)
- L'abbé italien Giacomo Bresadola (1847-1929)

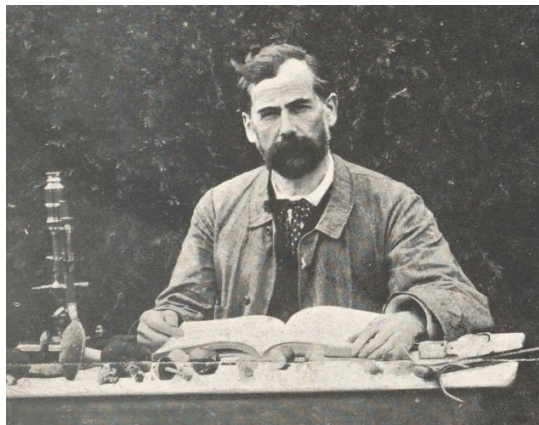


Figure 71. Quélet. Source : Wikipédia



Figure 72. Karsten. Source : Wikipédia

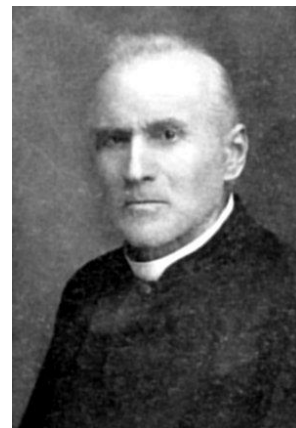


Figure 73. Bresadola. Source : Wikipédia

Avec la banalisation du microscope et l'essor de la microbiologie, ces contemporains, qui ont correspondu avec Fries à la fin de sa vie et qui ont ainsi recueilli son avis sur leurs propres récoltes, ont confirmé les travaux et les intuitions de Fries (qui ne pouvait faire que de la morphologie macroscopique). C'est ainsi qu'ils ont été amenés à dépecer les grands genres définis par Fries. En effet il y avait tant d'espèces dans ces genres qu'il était devenu impossible de trouver un épithète qui n'avait pas été déjà utilisé. C'est ainsi que Quélet et Karsten ont éclaté le genre *Agaricus* en une multitude de genres qui étaient en fait des tribus et des sous-genres reconnus par Fries, désormais élevés au rang de genre : *Amanita*, *Clitocybe*, *Coprinus*, *Cortinarius*... Ce travail de classification s'est appuyé sur la microscopie des champignons.

Au milieu du 19^e siècle, à l'époque des Grandes Explorations, non à vocation de colonisation mais de description naturaliste des territoires possédés à travers le monde, furent amassés de nombreux échantillons. C'est grâce aux correspondants installés dans les colonies (missionnaires, médecins, ambassadeurs, gens dilettantes...) mais aussi via de grandes expéditions comme celles de Darwin en Amérique du Sud ou de Hooker dans l'Océan Indien que l'on a rempli herbiers et muséums. Ils se sont attelés à récolter tout ce qu'ils trouvaient pour l'expédier vers les métropoles par cargo où des naturalistes attirés avaient pour fonction de décrire, de nommer et de publier tout ce qui provenait du monde.

Ainsi, en Grande-Bretagne, le « département mycologique » de l'Herbarium de Kew a été tenu successivement par le révérend M. J. Berkeley (de 1830 à 1870), puis M. C. Cooke (1870-1905), puis G. Masee (1905-1930).

En France, au Museum de Paris, il n'y avait pas d'attaché permanent mais des correspondants distants. Ce rôle a d'abord été tenu par un pharmacien dans les Ardennes, Jean Pierre François Camille Montagne (1784-1866) qui par ailleurs entretenait une correspondance avec Berkeley pour espérer éviter de décrire les mêmes choses. Il y eut également Joseph-Henri Léveillé (1796-1870) qui décrivit pour la première fois les structures des basides et des asques et

inventa le mot cystide. Puis ce fut un pharmacien du Jura, N. Patouillard (1870-1905) qui reprit ce tri de spécimens venant d'ailleurs.

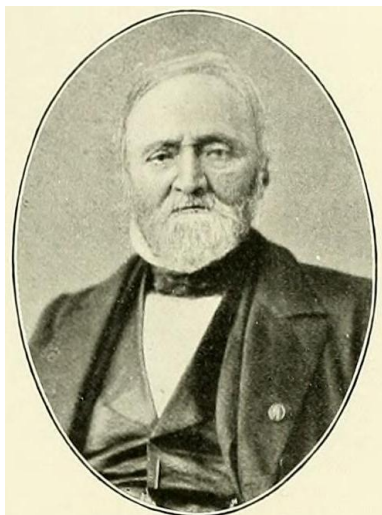


Figure 74. Montagne. Source : Wikipédia



Figure 75. Lévillé. Source : Wikipédia

En Allemagne, Paul Christoph Hennings (1841-1908) était chargé de ce travail. Malheureusement, l'Herbier de Berlin fut détruit lors des bombardements de la Première Guerre Mondiale.

6) La Mycologie française

A l'aube du 20^e siècle, on trouve de grands noms en matière de mycologie qui ont été les fondateurs de la tradition mycologique en France, à la fois exigeante et foisonnante. Ils ont publié des ouvrages fondateurs sur l'anatomie, la classification et la systématique des champignons :

- Narcisse Théophile Patouillard (1854-1926) a travaillé sur les champignons « exotiques », hélas il est décédé dans un accident de voiture,
- Jean-Louis Emile Boudier (1828-1920) s'est intéressé aux champignons d'Europe uniquement, plus particulièrement les Ascomycètes. Sa dernière publication en 1917, intitulée *Dernières étincelles mycologiques* couronnait 75 ans de mycologie.



Figure 76. Patouillard. Source : Wikipédia

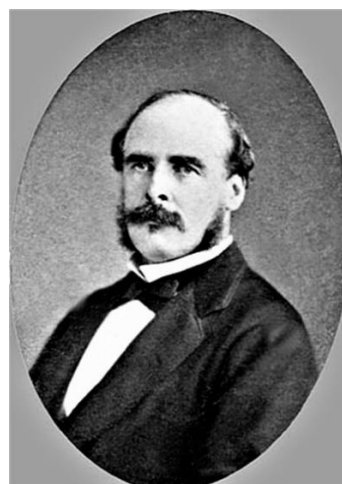


Figure 77. Boudier. Source : Wikipédia

Parmi les « héritiers » de Patouillard, il y eut 2 figures :

- Roger Jean Heim (1900-1979). Ayant fait une thèse sur les Inocybes, il a fait sa carrière au Muséum de Paris, d'abord comme assistant, puis comme conservateur de l'Herbier, et enfin directeur du Museum d'histoire naturelle de Paris.
- René Charles Joseph Maire (1878-1949). Biologiste et anatomiste de formation, il a toujours été en rivalité avec Heim car tous deux briguaient les mêmes postes. Il s'est installé à Alger où il a fondé une école mycologique très influente.



Figure 78. Heim. Source : Wikipédia

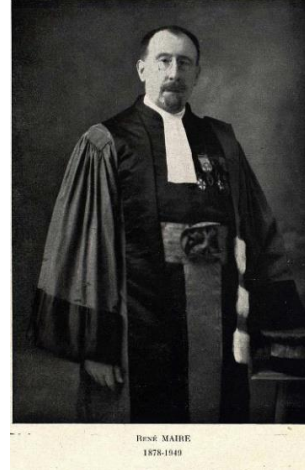


Figure 79. Maire. Source : Wikipédia

Le point d'orgue de la mycologie du 20^e siècle est la publication en 1953 de la *Flore analytique des champignons supérieurs* par Robert Kühner (1903-1996), formé par Maire, et Henri Romagnesi (1912-1999), formé par Heim. Ce mélange de cultures mycologiques différentes a abouti au premier ouvrage de détermination par clé dichotomique, basé à la fois sur la morphologie macroscopique mais aussi microscopique. C'est une révolution en mycologie car il ne s'agit pas d'un recopiage des ouvrages antérieurs, mais bien une création *de novo* qui s'apparente presque à un retour aux sources des interprétations originelles de Fries des champignons. Notons tout de même que Kühner fonda par la suite le Laboratoire de Mycologie de Lyon.



Figure 80. Romagnesi. Source : Wikipédia

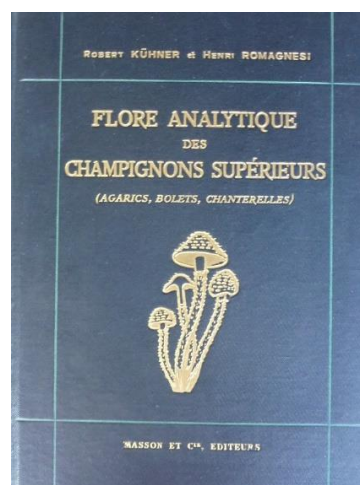


Figure 81. Page de couverture de la *Flore Analytique des champignons supérieurs* de Kühner et Romagnesi. Source : amazon.fr



Figure 82. Kühner. Source : mycomons.be

Il eut d'autres essais, par exemple Meinhard Michael Moser (1924-2002) en Allemagne, Albert Pilát (1903-1974) en République tchèque, Alexander Hanchett Smith (1904-1986) en Amérique du Nord...

7) La Révolution de Marcel Bon

Ici à Lille, nous sommes héritiers d'une tradition mycologique postérieure à la *Flore analytique* en restant toutefois profondément inspirés par elle. Marcel Bon (1925-2014), pharmacien de formation, a commencé la mycologie à l'époque de cette publication majeure. Ayant appris l'art de la mycologie auprès de Marcelle le Gal et Henri Romagnesi, il a très vite compris qu'il subsistait des zones d'ombre parmi les Fungi avec des groupes insuffisamment connus. Il s'est attelé à combler ces lacunes dans un style très différent de Kühner ou de Romagnesi, à la fois intuitif, rapide et efficace, mais qui au final a déstabilisé ces « révolutionnaires qui n'étaient pas prêts pour la révolution suivante ». On lui doit la création des *Documents Mycologiques*, publiés pour la première fois en 1971 et destinés à propager au mieux les connaissances en matière de mycologie, de même qu'une nouvelle école, en animant lui-même des stages (du fait que les anciens mycologues devenaient réfractaires à ce nouveau changement trop brusque). Par son caractère jovial et sa personnalité très différentes des auteurs de la *Flore analytique*, il a popularisé la mycologie et a ainsi attiré et formé de nouveaux mycologues qui continuent encore de former avec excellence les mycologues de demain.



Figure 83. Marcel Bon. Source : photo prêtée par Monsieur Régis Courtecuisse

On le cite encore comme « Notre grand maître à tous ».

8) La biologie moléculaire

A partir des années 2000... L'essor de la biologie moléculaire et de la phylogénie a bouleversé notre compréhension des champignons et de leur classification. Nous aborderons cette nouvelle révolution plus en détail un peu plus loin... dans la partie consacrée à la systématique.

9) Conclusion

L'évolution des connaissances est intimement corrélée avec la progression des outils d'analyse. C'est à toutes ces étapes-là que se réfèrent les noms que nous utilisons pour identifier les Fungi, créés à différentes époques avec différents outils et concepts.

On ne peut oublier que lorsqu'on utilise un nom, ou qu'on doit le changer, il est essentiel de retourner dans ces moments qui ont forgé l'histoire de ce nom.

Nous sommes héritiers de ce savoir et il nous incombe la tâche de développer encore et toujours notre connaissance des champignons.

II. LE CHAMPIGNON : SA MORPHOLOGIE, SA PHYSIOLOGIE

A) Structure d'un champignon : de la macroscopie à la microscopie

Nous allons nous intéresser dans un premier temps à ce que le grand-public considère être le « champignon ».

1) Structure macroscopique et générale d'un sporophore.

Il est essentiel de comprendre que quand on « cueille » une amanite, un bolet ou une morille, on ne cueille que l'organe de reproduction et de dissémination, le sporophore du champignon qui prospère au-dessous et qui est pratiquement invisible.

On peut se risquer à illustrer ce concept avec une comparaison du système pommier/pomme et champignon/sporophore, comme on peut le lire dans l'ouvrage de Monsieur le professeur Courtecuisse, *Guide des champignons de France et d'Europe* : « le pommier, végétatif, est largement visible par son tronc, ses branches, ses feuilles. Seules ses racines sont souterraines. Il porte le fruit que l'on cueille (pomme). Le champignon végétatif (mycélium) est totalement invisible et souterrain. Il porte également le sporophore (homologue du fruit dans une certaine mesure), visible à la surface du substrat et que l'on peut éventuellement cueillir. Mais il ne s'agit ici d'une comparaison à visée pédagogique : n'oublions pas que le pommier et le champignon appartiennent à des règnes différents et ne sont donc guère comparables ».

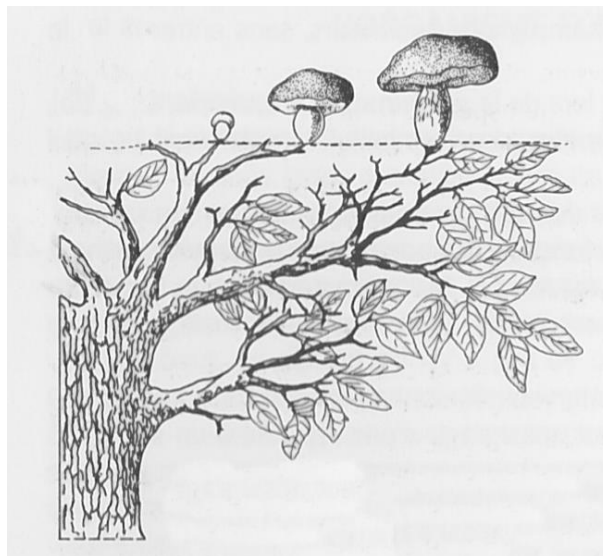


Figure 84. Comparaison du système pommier/pomme et du système mycélium/sporophore : sur le schéma, les deux systèmes ont été combinés, les sporophores remplaçant symboliquement les pommes. Source : Courtecuisse 2011

Ainsi, c'est ce sporophore qui nous permettra d'identifier le champignon qui l'a produit. Cela ne peut être possible que par une observation rigoureuse de ce sporophore et notamment la considération de sept caractéristiques macroscopiques.

a. La forme générale

Où l'on fera la distinction d'une forme « classique » (pied et chapeau), d'une forme plus « étrange » (coupe, corail, massue, boule...)

b. L'examen de l'hyménophore

C'est la partie fertile du sporophore qui produit les spores. On notera son orientation (infère, supère, amphigène ou interne), tout comme sa structure (lisse, aculéolée (à aiguillons), tubulé-porée, plissée, lamellée...).

c. La chair de ce sporophore

Soit elle se casse en fibres à la manière des asperges (texture fibreuse), soit elle casse comme un bâton de craie (texture grenue-cassante).

De même que d'autres caractères plus spécifiques sont à noter comme sa consistance (parfois élastique, coriace, gélatineuse...), mais aussi des caractéristiques organoleptiques (odeur, saveur...) parfois jouant un rôle très important dans la détermination d'une espèce.

Enfin cette chair est susceptible de réagir lorsqu'elle est mise en contact avec des réactifs macrochimiques, apportant alors une précieuse information pour affiner la détermination ; nous n'allons faire qu'une liste (non exhaustives) des réactifs que l'on peut utiliser : le sulfate de fer (FeSO₄), le gaïac, l'ammoniaque, la potasse (KOH), le phénol (C₆H₅OH, toxique), le « TL4 » (sel de thallium, très toxique)...

d. La silhouette

Pour les champignons « lamellés », nous porterons aussi notre attention sur la silhouette : clitocyboïde, collybioïde, mycénoïde, marasmioïde, tricholomoïde.

e. L'insertion des lames

De même que pour ce groupe de champignons précédents, il faudra examiner comment l'hyménophore (les lames et lamelles donc) s'insère sur le sporophore : lames adnées, libres, décurrentes...

f. Les voiles

Ce sont les membranes de protection du sporophore quand il est jeune et immature (on parle de primordium). On en distingue deux types, chacun ayant un rôle précis :

- Le **voile général** qui protège l'ensemble du primordium. En fonction de son mode d'ouverture, on distinguera une volve (à la base du pied) ou des flocons labiles (sur le chapeau).
- Le **voile partiel**, qui protège uniquement l'hyménophore ; en fonction de sa structure, il prend différents noms :
 - o **Anneau** s'il est membraneux en haut du pied, parfois pendant à la marge du chapeau,
 - o **Cortine** s'il est filamenteux, ayant l'aspect d'une toile d'araignée,
 - o **Armille**, sorte de chaussette, enveloppant le pied et le remontant jusqu'à protéger l'hyménophore (notons qu'il s'agirait presque d'un mixte entre voile général et partiel).

g. La couleur de la sporée.

Il existe différents moyens d'observer la couleur de la sporée, ou *a fortiori* la déduire.

1. Méthode « de laboratoire ».

C'est la méthode la plus certaine : on dépose un chapeau coupé au ras du pied sur un papier en chambre humide et les spores se déposeront en amas selon les reliefs de l'hyménophore.

2. Observation et déduction sur le terrain.

Lorsque l'on cherche à déterminer la couleur de la sporée sur le terrain, on peut procéder en comparant des spécimens de différents âges (mais préférentiellement bien mûrs). En effet si la sporée est colorée, elle colorera les lames adultes.

On peut également rechercher le dépôt de ces spores, que ce soit sur les chapeaux inférieurs si ceux-ci sont en touffes, sur les courbures ou les reliefs du pied (voile partiel...), ou même dans l'environnement très proche du sporophore (à terre ou sur les débris situés sous les lames).

Ainsi la combinaison de ces sept caractères nous permet de déterminer avec simplicité une grande majorité des champignons, ou *a minima* en arriver au genre.

Voici une liste des termes utilisés pour décrire spécifiquement ces caractères, et plus encore, illustrée par les planches présentées dans le *Guide des champignons de France et d'Europe*.

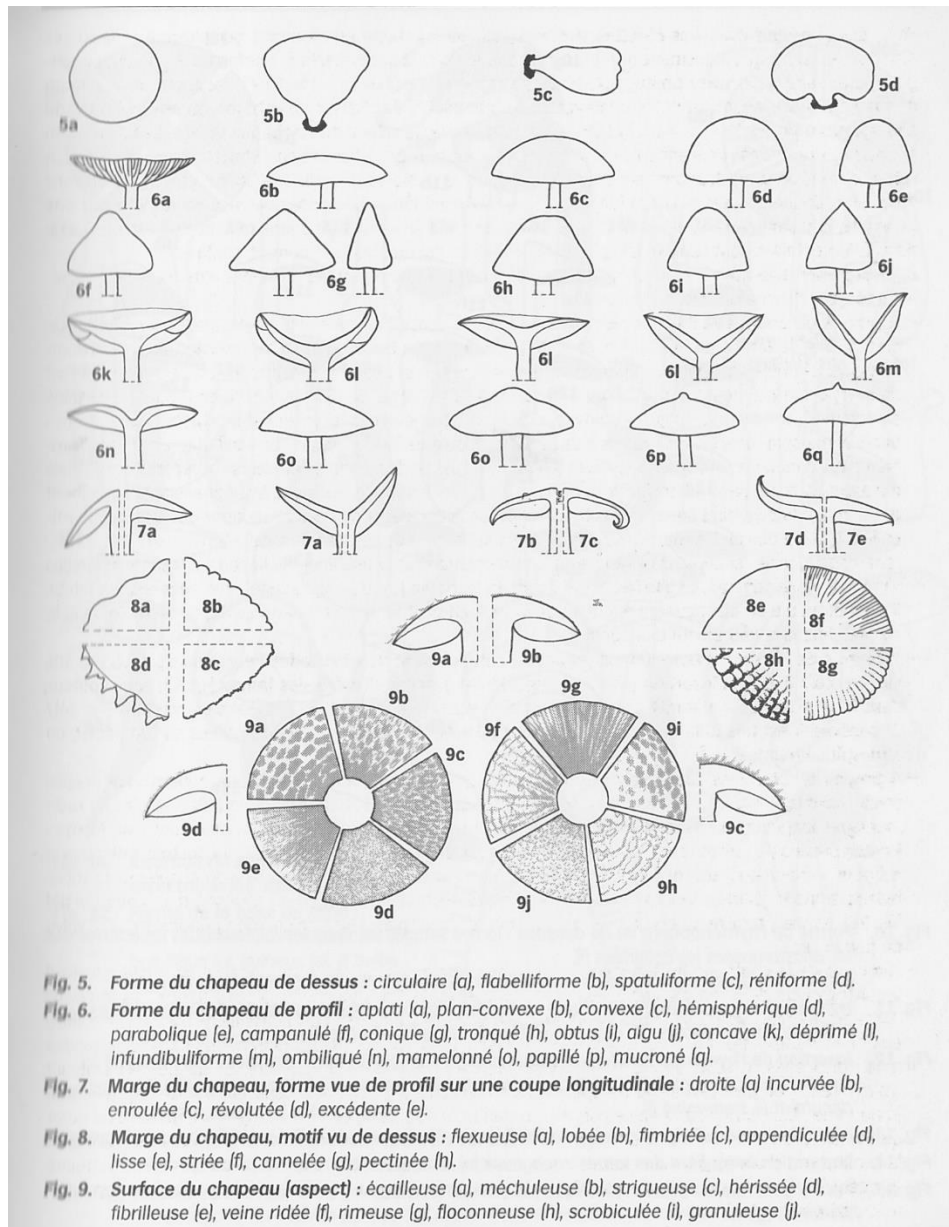


Figure 85. Représentation des différents caractères observables d'un sporophore. Source : Courtecuisse 2011

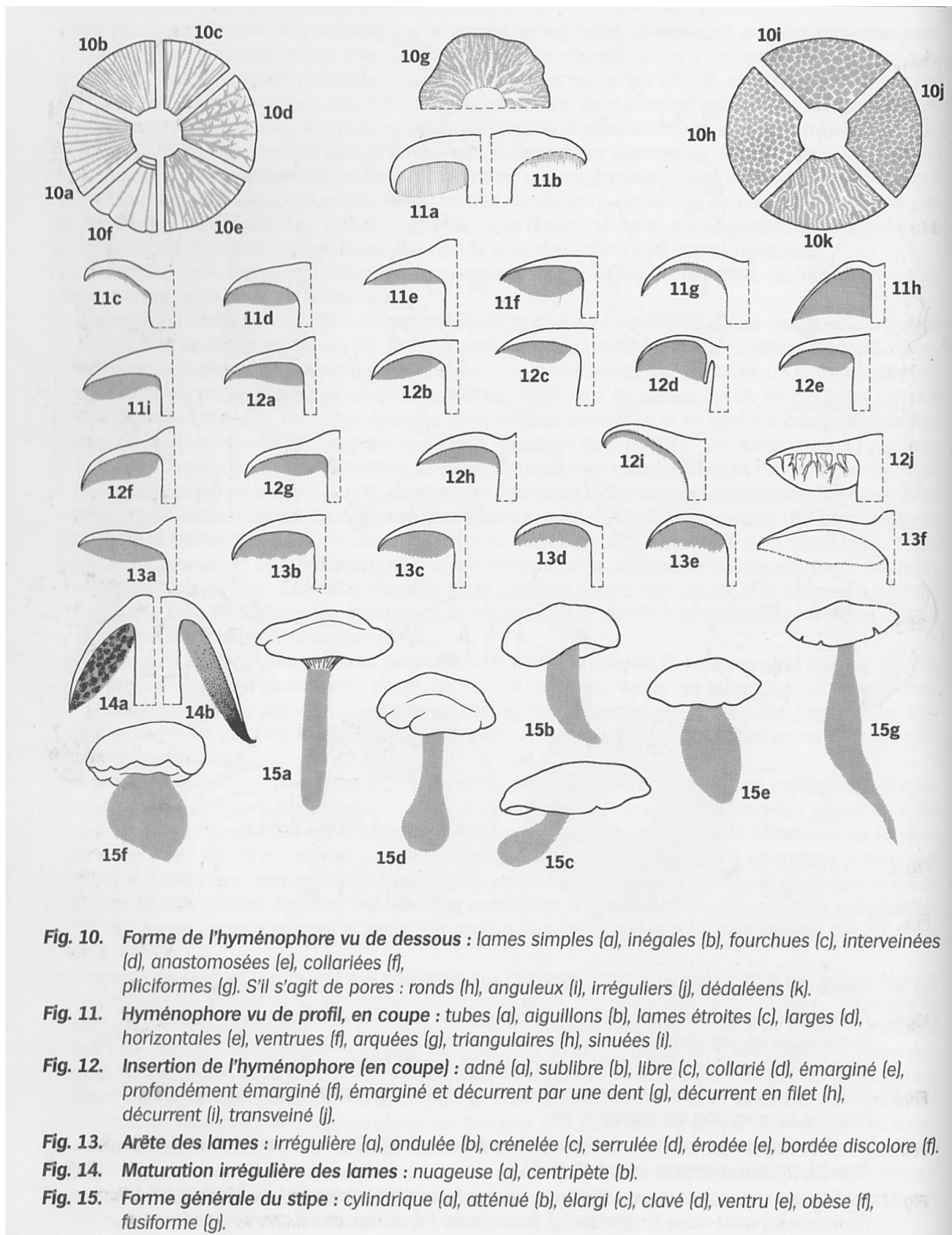


Figure 86. Représentation des différents caractères observables d'un sporophore (suite). Source : Courtecuisse 2011

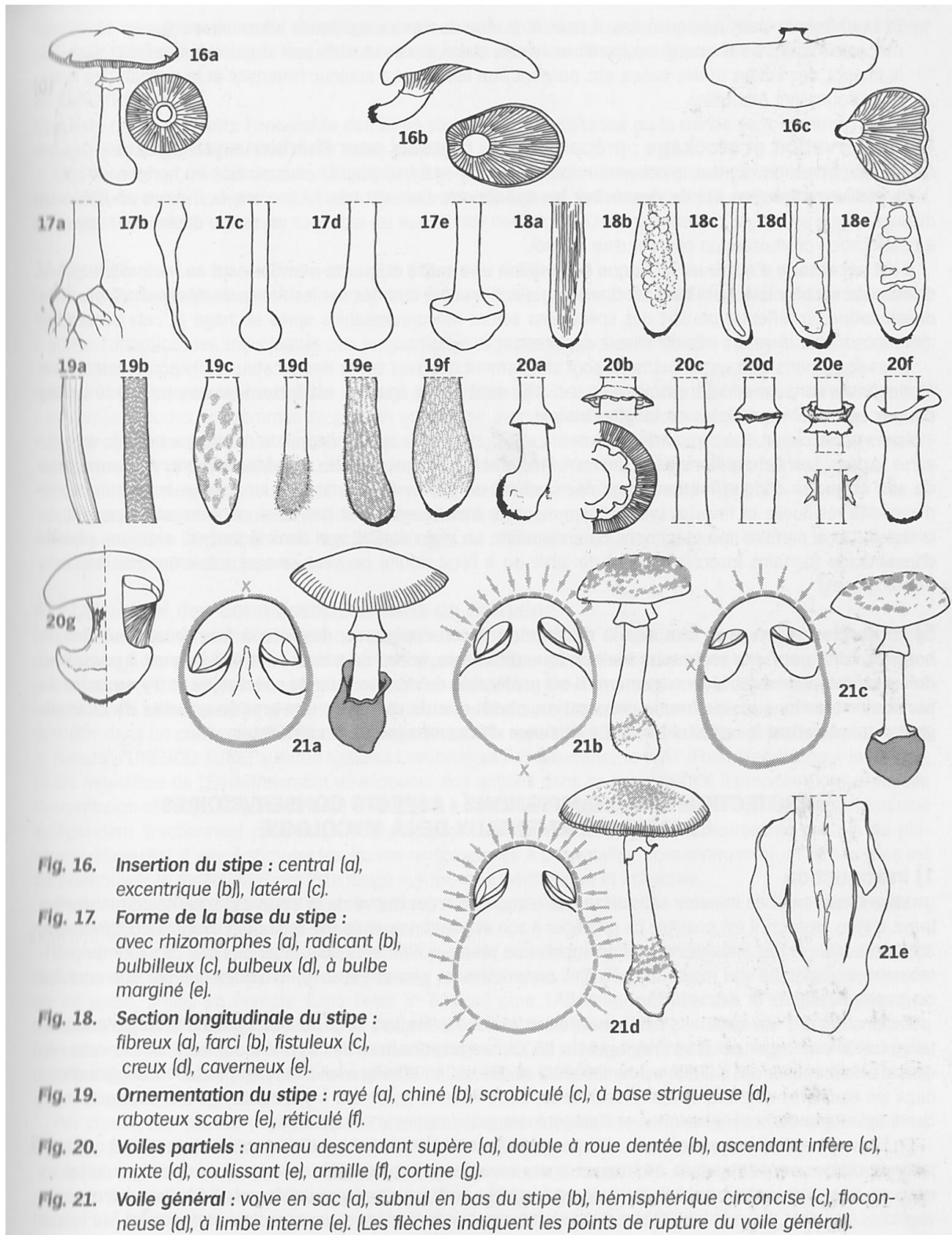


Figure 87. Représentation des différents caractères observables d'un sporophore (suite 2). Source : Courtecuisse 2011

2) Structure microscopique d'un champignon.

Nous allons nous intéresser ici, dans un premier temps à la morphologie générale de ce que peut être un champignon. Nous avons vu lors de notre définition du règne fongique que l'appareil végétatif des champignons était en fait un ensemble de cellules non différenciées ne formant pas de tissus au sens fonctionnel. Ce **thalle** est généralement (sauf pour les levures...) constitué de cellules allongées appelées **hyphes** lorsqu'elles sont cloisonnées, articulées et mises bout à bout, ou **siphon** s'il n'y a pas la présence de ces cloisons, on parle alors de structure coenocytique. L'ensemble de ces hyphes constitue le **mycélium**, sorte de feutrage arachnéen plus ou moins dense, c'est-à-dire l'appareil végétatif des champignons. Notons qu'il est extrêmement difficile d'identifier un champignon par son mycélium sans avoir recours à des techniques biomoléculaires, hormis quelques espèces remarquables...

Soulignons que les hyphes comme les siphons croissent par leur **apex**. Ce qui implique qu'à partir d'un point central (la germination d'une spore), les filaments mycéliens divergent, se ramifient de manière synchrone et donnent naissance à un organisme qui se développe de façon centrifuge et concentrique. Cette croissance bidimensionnelle, voire tridimensionnelle, combinée au faible diamètre des hyphes (et des siphons) n'excédant pas les dix micromètres, assure au mycélium une surface maximale de contact entre le champignon et le milieu dont il tire sa subsistance.

Le mode de croissance du mycélium fait que celui-ci est limité à l'apex des hyphes et des siphons où finalement croissance et absorption des nutriments sont deux mécanismes concomitants. C'est logique : le processus de croissance du thalle utilise l'énergie des métabolites provenant du substrat tout comme cette même croissance n'est mécaniquement possible que si le milieu environnant est suffisamment désorganisé (de par sa « consommation » partielle) pour permettre la progression du mycélium.

3) Caractéristiques cytologiques et chimiques d'un Champignon

À l'observation d'un hyphe d'un champignon septé, on peut remarquer les éléments cytologiques suivants de l'extérieur vers l'intérieur :

- La **Capsule** est une autre originalité chez les champignons. C'est un gel hydraté (mucilagineux donc) qui entoure la paroi de l'article et dans lequel on trouve des enzymes et des lectines ancrées dans la paroi et qui sont en contact direct avec le milieu extérieur. Les lectines sont des glycoprotéines permettant la reconnaissance du milieu. Ces « molécules de communication » peuvent reconnaître la nature de ce qu'elles touchent que ce soit d'autres mycéliums à des fins de reproduction, des racines de plantes pour établir une symbiose ou un parasitisme, ou encore d'autres microorganismes contre lesquels le champignon devra « se battre ».
- La **Paroi** est composée d'un entrelac de chitine. On y trouve aussi de la mélanine, donnant alors une couleur noire au mycélium, notamment chez les Ascomycota. Beaucoup plus rare chez les végétaux mais courante chez les animaux, elle a un rôle de résistance vis-à-vis de l'environnement.
- La **Membrane cytoplasmique** est une double couche imperméable de phospholipides dont essentiellement des phosphoaminolipides. On trouve dans cette membrane de l'ergostérol (molécule semblable au cholestérol mais qui est spécifique des mycètes) qui a pour fonction de modifier la rigidité de la membrane et d'en réguler la fluidité. Il faut noter que l'ergostérol existe en proportions à peu près égales chez tous les

Fungi, de sorte que l'on peut estimer la masse fongique présente dans un échantillon d'humus en dosant cet ergostérol et utilisant une règle de calcul bien définie dans la littérature.

- Le **Dolipore** n'existe que chez les champignons septés. C'est une structure protéique très complexe qui, en perforant la membrane cytoplasmique, met en contact les contenus de chacun des articles. Cette communication entre cellules permet l'échange de proche en proche de nutriments et d'informations.
- Le **Cytoplasme** est très peu volumineux ; il s'y déroule l'ensemble des réactions chimiques du vivant.
- La **Vacuole**, aussi délimitée par une membrane de type plasmique mais qualifiée de vacuolaire, est un rare point commun avec les plantes. Celle-ci est remplie d'eau et d'éléments de stockage hydrosolubles comme le glycogène. Elle permet en outre de résister aux variations du milieu environnant.
- Les **Noyaux** qui contiennent le patrimoine génétique sous forme d'ADN. Ils sont de très petite taille (2 à 5 micromètres) par rapport aux noyaux des plantes (de 50 à 100 micromètres).
- Enfin dans le reste du cytoplasme, on trouve divers organites, chacun ayant une fonction : des **mitochondries** pour la respiration, des **leucoplastes** comme vésicules de stockage ou de digestion, etc.

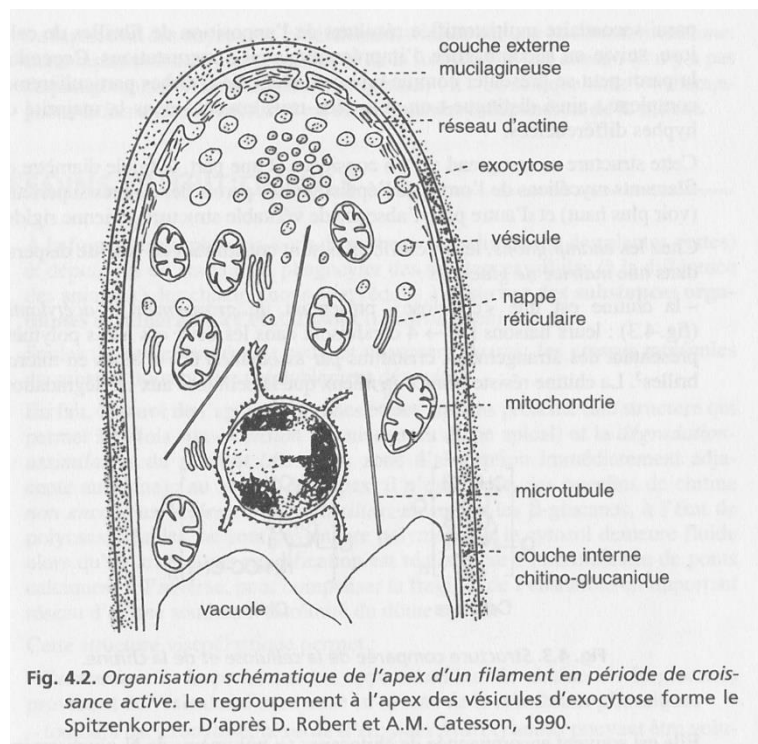


Figure 88. Schéma de l'ultrastructure de l'apex d'un hyphe. Source : P. Bouchet et al., 2005.

Il y a toutefois d'autres molécules, en plus de la chitine, du glycogène ou de l'ergostérol qui méritent d'être nommées du fait de leur influence sur l'homme. Le Tréhalose est un disaccharide de glucose et de fructose, il est responsable de la mauvaise digestibilité des champignons par l'Homme car celui-ci ne possède pas l'enzyme, la tréhalase, nécessaire pour le métaboliser. Ce sucre est alors fermenté par les bactéries et levures de la flore commensale intestinale, entraînant ballonnements et flatulences. On peut noter aussi le mannitol qui, si ingéré en trop grande quantité, peut avoir des effets laxatifs.

4) Éléments microscopiques utilisables pour la détermination d'espèce.

Pour affiner nos déterminations, il est souvent nécessaire de recourir à la microscopie à la recherche de caractères pertinents, qu'ils soient sur le chapeau, sur les lames ou même sur le pied du sporophore.

a. Généralités sur les milieux d'observation

En théorie, l'observation de base devrait se faire dans de l'eau, surtout si le matériel observé est frais, il est parfois nécessaire d'utiliser des colorants et/ou des réactifs microchimiques pour mettre en évidence ces éléments déterminants.

Soulignons qu'il s'agit d'une liste non exhaustive, il existe d'innombrables milieux d'observation, chacun mettant en évidence un ou plusieurs éléments en particulier.

1. Le Rouge Congo (ammoniacal ou non).

Il s'agit du milieu d'observation le plus fréquemment utilisé en microscopie. Il a la particularité de colorer les parois des cellules en rouge, et est très utile pour mettre en évidence des caractères parfois difficilement observables, même en microscopie optique.

Notons que le Congo ammoniacal est principalement utilisé lors de l'observation de matériel sec, l'ammoniaque ayant la propriété de « regonfler » les cellules desséchées.

2. Le réactif de Melzer

Ce n'est pas un colorant (comme le Congo) mais un réactif microchimique. Ce deuxième « milieu d'observation » est une solution iodo-iodurée où certains éléments réagissent à cette présence d'iode.

- Si ces éléments réagissent en bleu-violet, on parle d'**amyloïdie**,
- Si ces éléments réagissent en brun-rouge, on parle de **dextrinoïdie**.

Très souvent cette réaction concerne les spores, mais parfois les éléments de la trame.

3. Le Bleu coton lactophénol

Il colore le contenu cellulaire et certaines ornementsations sporales. Cette réaction est qualifiée de **cyanophile**.

4. Les réactifs suflo-aldéhydiques

Ces réactifs donnent une coloration grise à noire à certaines cystides ou dermatocystides, en particulier chez les *Russulales*. On utilise soit le sulfobenzaldéhyde (SBA) soit la sulfovanilline (SV). Il faut savoir que ce milieu ne permet plus de distinguer les autres caractères microscopiques du champignon, seules les cystides mentionnées précédemment sont assez résistantes à l'action de l'acide.

5. Le Carmin acétique.

Voilà une bien étrange « cuisine » qui permet néanmoins d'observer si des éléments d'un champignon fixent le carmin et le fer, notamment les noyaux et les granulations de basides des *Lyophyllaceae*.

Pour ce faire, on place un petit morceau de lame dans une solution aqueuse de carmin acétique et on porte à ébullition pendant 1 à 2 minutes en y agitant un fin morceau de métal (aiguille ou clou, pour provoquer la formation d'acétate de fer). On récupère ensuite l'échantillon, on le place dans une autre goutte de carmin acétique entre lame et lamelle, on

dissocie et on observe. La **sidérophilie** (ou **carminophilie**) est positive si des granulations noirâtres apparaissent dans les basides.

6. Le Bleu de Crésyl

Cela permet de mettre en évidence la **métachromasie** de certaines cellules, c'est-à-dire que ces éléments prennent une coloration différente de celle de la solution. Cela est important dans la détermination de certaines « Lépiotes » : si la spore est métachromatique, l'endospore se colore en rouge alors que le reste est en bleu.

b. Ce que l'on peut observer au microscope

1. Les boucles, ou anse dangeardiennes*

Pour s'assurer que dans chaque article composant un hyphe septé, ne se trouvent que les deux noyaux d'un dicaryon, un mode d'élongation complexe a été mis en place au cours de l'évolution lors de la mitose des noyaux de cet article.

* Du nom de Pierre Augustin Dangeard (1862-1947), botaniste et mycologue français qui s'est consacré à l'étude de la reproduction des champignons.

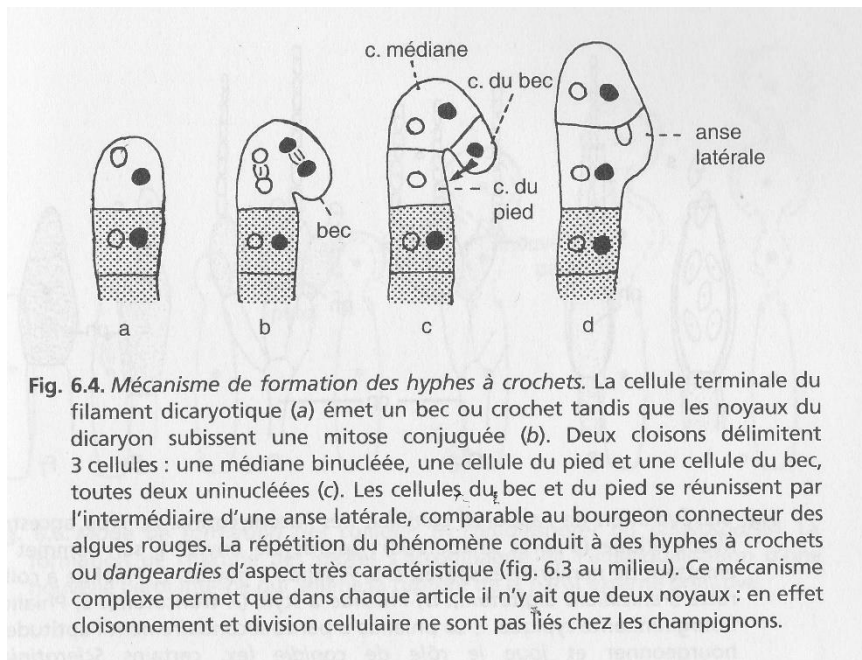


Fig. 6.4. Mécanisme de formation des hyphes à crochets. La cellule terminale du filament dicaryotique (a) émet un bec ou crochet tandis que les noyaux du dicaryon subissent une mitose conjuguée (b). Deux cloisons délimitent 3 cellules : une médiane binucléée, une cellule du pied et une cellule du bec, toutes deux uninucléées (c). Les cellules du bec et du pied se réunissent par l'intermédiaire d'une anse latérale, comparable au bourgeon connecteur des algues rouges. La répétition du phénomène conduit à des hyphes à crochets ou *dangeardiennes* d'aspect très caractéristique (fig. 6.3 au milieu). Ce mécanisme complexe permet que dans chaque article il n'y ait que deux noyaux : en effet cloisonnement et division cellulaire ne sont pas liés chez les champignons.

Figure 89. Schéma de la formation de boucle. Source : P. Bouchet et al., 2005.

Cette anse se produit donc au niveau de la séparation entre deux hyphes et c'est par elle qu'un noyau d'un hyphe retourne dans la cellule mère.

C'est un élément souvent difficile à détecter. On le cherche souvent à la base des basides, mais quand il existe, c'est au niveau de la cuticule que la boucle est la plus facile à mettre en évidence.

2. Les hyphes chez les « polypores »

Il existe trois types d'hyphes observables chez les « polypores », chacun ayant sa particularité anatomique, qui permet de distinguer des basidiomes mono-, di- ou trimitiques :

- **Hyphe générateur** : l'hyphe le plus courant dont l'organisation est la plus classique ; il constitue la base du basidiome. Si c'est le seul type d'hyphe présent, on parle de trame **monomitique**.
- **Hyphe squelettique** : un hyphe dont la paroi s'est épaissie et confère de la rigidité au basidiome. S'il est présent avec les hyphes générateurs, on parle de trame **dimitique**
- **Hyphe ligatif** : un hyphe fortement ramifié, s'entremêlant avec les hyphes générateurs et squelettiques pour former le cortex de certains polypores. On parle alors de trame **trimitique**.

3. L'hyménium

Nous avons déjà vu lors de l'examen macroscopique, que l'hyménophore apportait beaucoup d'informations pour la détermination. Ici, l'hyménium, qui correspond à la surface fertile de l'hyménophore, nous apporte des données supplémentaires.

i. Les asques et les basides

La première information que l'on peut observer distinctement est si ce que nous observons est un Ascomycète ou un Basidiomycète, de par la présence respective d'asques ou de basides, dans les rares cas où l'examen macroscopique ne permet pas de trancher.

Notons également qu'il existe une grande variabilité morphologique pour ces cellules, et que nous ne pouvons toutes les détailler.

ii. La Trame des lames

L'examen de la trame des lames nécessite des coupes transversales fines. On observera quatre orientations possibles de la trame :

- **Trame emmêlée**, hyphes dans tous les sens,
- **Trame parallèle**, hyphes uniformément parallèles,
- **Trame bilatérale**, les hyphes initialement parallèles au centre s'écartent de part et d'autre vers la face des lames,
- **Trame inversée**, les hyphes ont l'air de partir des faces des lames pour se rejoindre au milieu,
- **Trame à sphérocytes** (chez les Russulaceae).

Chacune de ces orientations de la trame est caractéristique d'un groupe d'espèces.

iii. Les cystides

Ce sont des cellules stériles, morphologiquement et très souvent chimiquement différenciées, que l'on rencontre le plus souvent dans l'hyménium, mais aussi sur le chapeau (revêtement) et sur le pied. La terminologie actuelle des cystides est très complexe et varie selon l'origine tramaire ou hyméniale de la cellule, sa topologie et sa morphologie. Quant à leur fonction, plusieurs théories ont été avancées (excrétion, stockage, écartement des lames (surtout chez les coprins)).

Remarquons que les **paraphyses**, chez les ascomycètes ont un rôle semblable, mais exercent principalement une pression sur les asques pour faciliter l'éjection des spores à maturité.

Dans les deux cas, ce sont des éléments très intéressants car discriminants entre espèces voisines.

iv. Les spores

Au microscope, on peut observer différents caractères des spores, tant leur forme, leur dimension (avec un oculaire micrométrique), que leur ornementation... parfois même leur couleur dans une certaine mesure (surtout pour les sporées sombres). Il est possible de voir parfois la présence éventuelle d'un pore germinatif.

Notons que la forme et l'ornementation des spores sont en général relativement homogènes au sein d'un même genre, mais il existe une variabilité au niveau de la taille des spores (c'est la raison pour laquelle on trouve une fourchette de valeurs dans les ouvrages de référence). On est donc amené à mesurer plusieurs spores avant d'explorer une clé de détermination.

4. Les revêtements (de la cuticule)

La cuticule est le revêtement le plus externe du chapeau du champignon et présente souvent des hyphes différenciés du reste de la chair. On peut souvent l'observer en réalisant un scalp (une coupe tangentielle) très fin de la surface du chapeau. On en caractérise quatre types, chacun se traduisant macroscopiquement par un aspect du chapeau distinct :

- Le **Cutis**, où les hyphes sont couchés, donnant un aspect fibrilleux voire soyeux
- Le **Trichoderme**, où les hyphes sont dressés et allongés, donnant un aspect hirsute
- **L'Hyménoderme**, où les hyphes sont dressés mais raccourcis en massue, donnant un aspect mat et parfois craquelé
- **L'Épithélium**, semblable à un hyménoderme, mais les cellules se détachent à l'instar d'un épithélium humain, donnant alors un aspect prumineux.

Notons qu'il existe toute une variance entre ces quatre types, avec une quantité d'intermédiaires. De même que ces hyphes peuvent parfois être diverticulés ou gélifiés.

5. Les pigments

On appelle pigments les substances qui donnent leurs couleurs aux diverses parties du sporophore. Ils sont surtout répandus dans les revêtements. On peut en distinguer trois groupes :

- Pigments **intracellulaires**, dissous dans la vacuole ou dans le cytoplasme,
- Pigments **pariétaux**, souvent incrustés dans la paroi,
- Pigments **figurés**, sous forme de granulations ou de gouttelettes, soit dans les hyphes (pigments intracellulaires), soit entre eux (pigments intercellulaires).

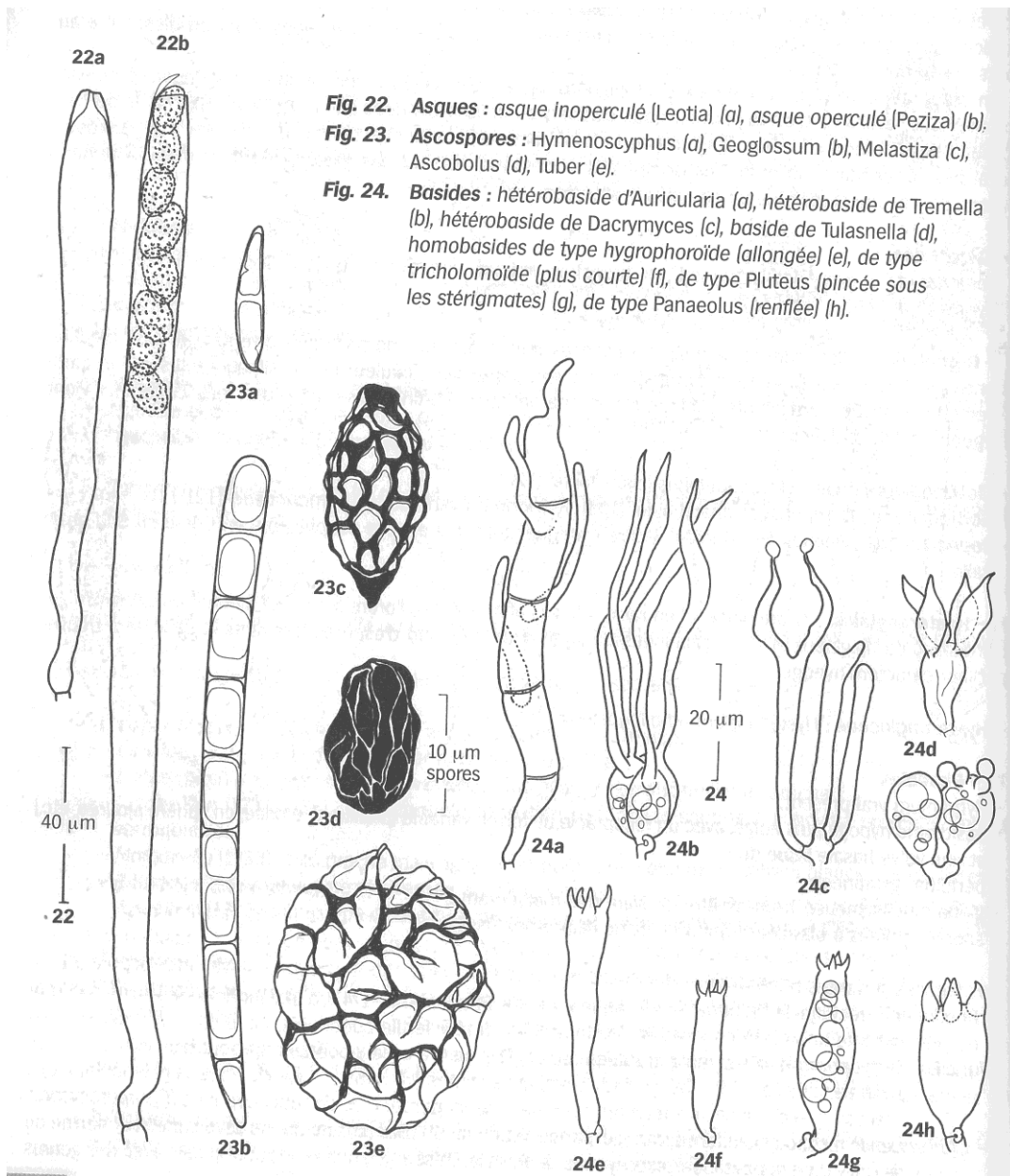


Figure 90. Représentation des différents caractères microscopiques observables. Source : Courtecuisse 2011

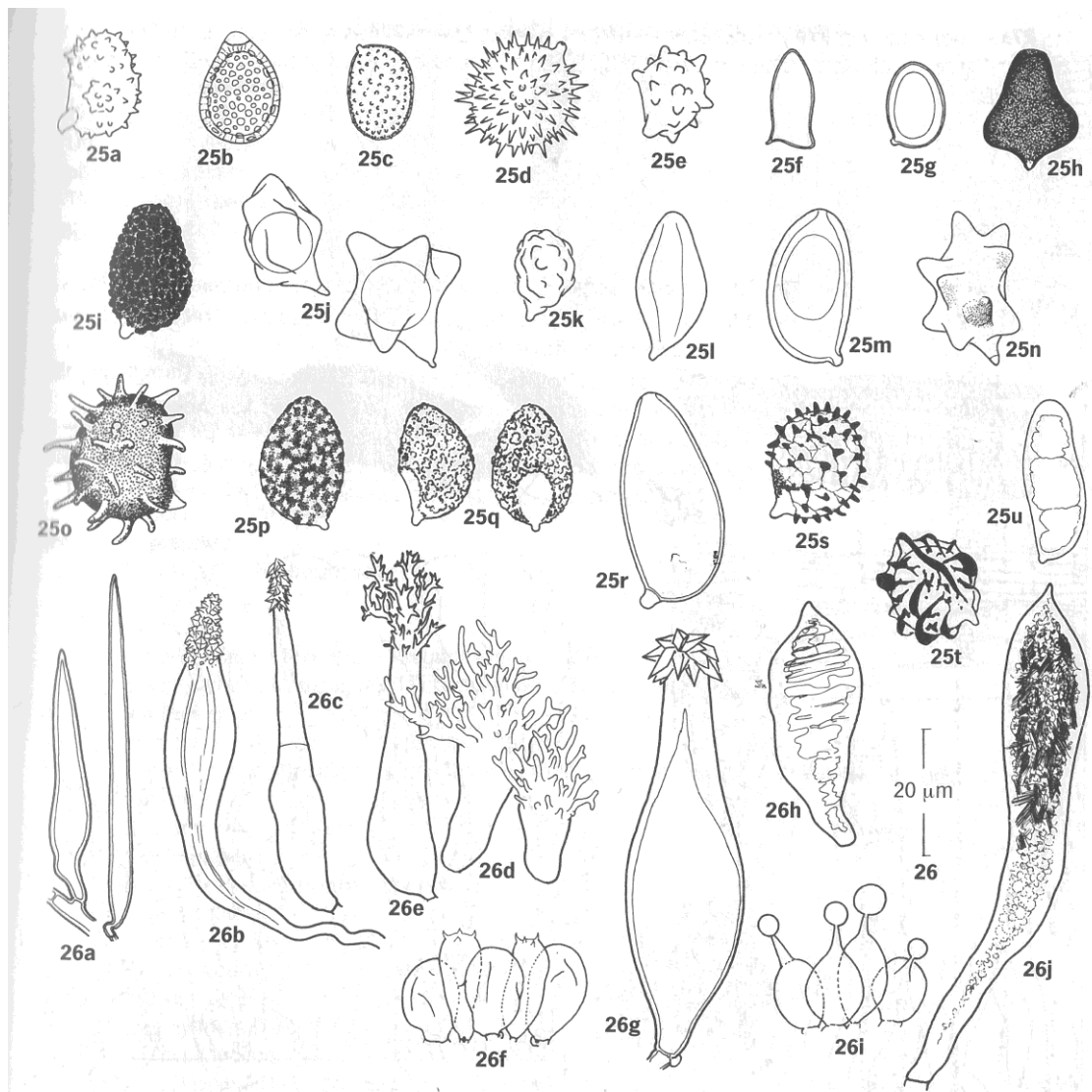


Fig. 25. Basidiospores : *Thelephora terrestris* (a), *Ganoderma lipsiense* (b), *Fayodia leucophylla* (c), *Laccaria affinis* (d), *Mycenella margaritispora* (e), *Lepiota* (*Stenosporae*) *cristata* (f), *Leucocoprinus* (g), *Coprinus boudieri* (h), *Lacrymaria lacrymabunda* (i), *Entoloma conferendum* et *Entoloma hebes* (j), *Rhodocybe popinalis* (k), *Clitopilus prunulus* (l), *Inocybe melliolens* (m), *Inocybe asterospora* (n), *Inocybe calospora* (o), *Cortinarius orellanus* (p), *Galerina unicolor* (q), *Conocybe subovalis* (r), *Russula sericatula* (s), *Lactarius pterosporus* (t), *Boletus fechtneri* (u).

Fig. 26. Éléments hyméniens remarquables : soies d'*Hymenochaetaeaceae* (a), lamprocystide d'*Hohenbuehelia grisea* (b), cystide de *Melanoleuca iris* (c), cheilocystide de *Mycena galericulata* (d), cheilocystide de *Mycenella margaritispora* (e), pseudoparaphyses de *Leucocoprinus* (f), lamprocystide oxalifère d'*Inocybe asterospora* (g), chrysocystide de *Stropharia pseudocyanea* (h), cheilocystides de *Conocybe subovalis* (i), gloecystide de *Russula grisea* (j).

Figure 91. Représentation des différents caractères microscopiques observables (suite). Source : Courtecuisse 2011

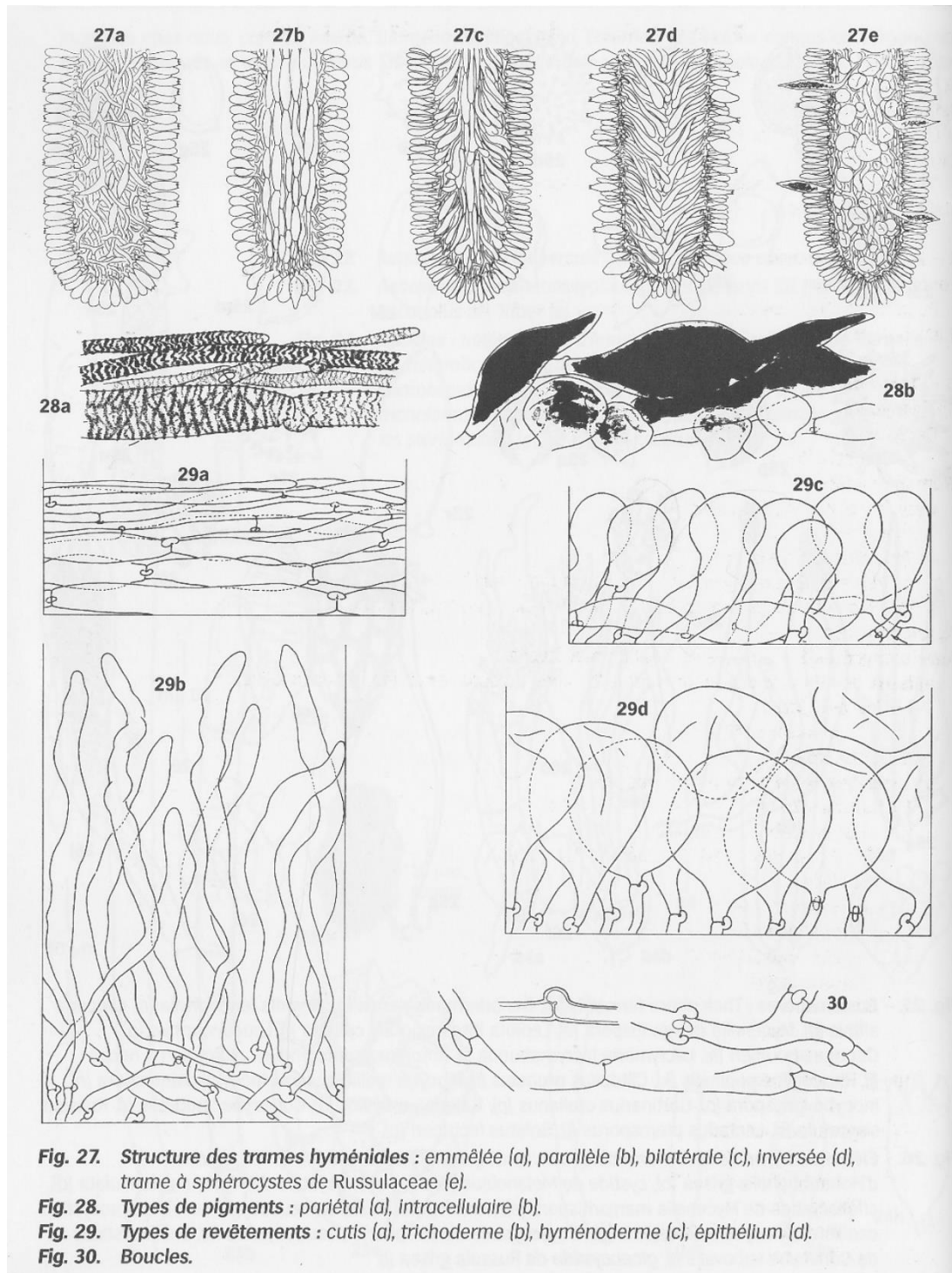


Fig. 27. Structure des trames hyméniales : emmêlée (a), parallèle (b), bilatérale (c), inversée (d), trame à sphérocytes de Russulaceae (e).

Fig. 28. Types de pigments : pariétal (a), intracellulaire (b).

Fig. 29. Types de revêtements : cutis (a), trichoderme (b), hyménoderme (c), épithélium (d).

Fig. 30. Boucles.

Figure 92. Représentation des différents caractères microscopiques observables (suite 2). Source : Courtecuisse 2011

B) Reproduction chez les « champignons supérieurs »

Puisque les champignons se manifestent à nos yeux via leurs sporophores, il est logique de s'intéresser au fonctionnement de cet organe de reproduction.

Il est nécessaire avant tout faire un rappel de ce qu'est une « spore ». En effet, il faut savoir que « spore » est un nom générique (du grec *spora* = semence) pour définir une cellule reproductrice.

Si la spore est issue du fractionnement d'une cellule-mère (le sporange), on parle alors de **conidie** (du grec *konis* = poussière), dont la reproduction est toujours asexuée. Nous verrons dans la partie suivante les différents types de conidies.

Si cette spore est issue du cloisonnement interne du sporange, c'est bel et bien une **spore** dans son sens le plus strict. Dans le cas d'une reproduction sexuée (où intervient la méiose), elle prend le nom de **méiospore**, et de **mitospore** dans le cas d'une reproduction asexuée. Il est possible de distinguer les spores de par la structure qui leur a donné naissance : **ascospores** pour les Ascomycota et **basidiospores** pour les Basidiomycota.

Notons enfin que ces spores peuvent également être définies en fonction de leur mode de propagation : à savoir les **ballistospores** s'il y a un mécanisme d'éjection actif et les **statismospores** où ce mécanisme est absent (caractéristiques des champignons à tendance hypogée)

1) Reproduction des Ascomycota

a. Reproduction asexuée

Aussi connue sous le nom de multiplication végétative, la reproduction asexuée, puisqu'il n'y a pas d'échange de matériel génétique, est prépondérante chez les Ascomycètes. Cela est même parfois l'unique mode de reproduction connu chez certaines espèces, que l'on a classées autrefois comme « *Fungi imperfecti* », champignons « imparfaits », au sein de la division aujourd'hui disparue des *Deuteromycota*. Par convention, la forme asexuée d'un champignon est nommée **anamorphe** et la forme sexuée est appelée **téléomorphe**. Soulignons le fait qu'autrefois, les formes anamorphes et téléomorphes étaient alors considérées comme étant deux espèces distinctes. Avec la progression des outils scientifiques, on s'est aperçu qu'il s'agissait en fait des deux « aspects » d'une seule et même espèce. Un dépouillement des *Deuteromycota* a été effectué pour réunir ces deux aspects pour un même taxon. Depuis l'édition de la règle « one fungus, one name » dans le code de Melbourne (cf. § sur la Nomenclature) qui exprime clairement, sur le plan nomenclatural, qu'une espèce qu'elle soit au stade sexué ou non, doit se nommer de manière univoque. Ainsi c'est en fonction de l'usage notamment dans les domaines autres que la mycologie, même si l'antériorité des noms joue, qu'est justifiée la préférence pour un nom ou l'autre.

Ce mode de reproduction asexuée est très variable, faisant intervenir différents mécanismes, et aboutit à différentes morphologies sporales, chacune ayant son propre nom :

- Dans le cas où la reproduction asexuée est extrêmement simplifiée, les hyphes se fragmentent en **arthroconidies**.
- De même que dans le cas des champignons levuriformes, les **blastoconidies** sont générées par bourgeonnement de la cellule-mère.

- Enfin, chez d'autres espèces (comme beaucoup de moisissures), cette reproduction est plus élaborée et fait appel à des cellules spécialisées nommées **phialides** qui vont bourgeonner à l'infini pour produire un nombre illimité de conidies.

Ce mode de reproduction asexuée est très efficace car le champignon peut produire à bas coût (dans le sens « économie d'énergie ») beaucoup de spores pour se faire disséminer rapidement par le vent, l'eau ou les animaux. Bien évidemment, après germination, ces spores donneront naissance à des clones du champignon-mère.

Remarquons enfin que les phialides sont généralement portées par des pédoncules nommés conidiophores, lesquels peuvent être parfois ramifiés. Cette particularité morphologique a caractérisé certains genres comme *Aspergillus* (avec sa « tête aspergillaire ») ou *Penicillium* (ayant une morphologie en pinceau).

Parfois, comme dans le genre *Nectria* (mais toujours au stade asexué), ces phialides sont plantées dans un stroma, ce qui donne à l'ensemble l'aspect d'un petit sporophore lisse (comme on peut le voir sur l'anamorphe de *Nectria cinnabarina*, autrefois identifié comme *Tubercularia vulgaris*).

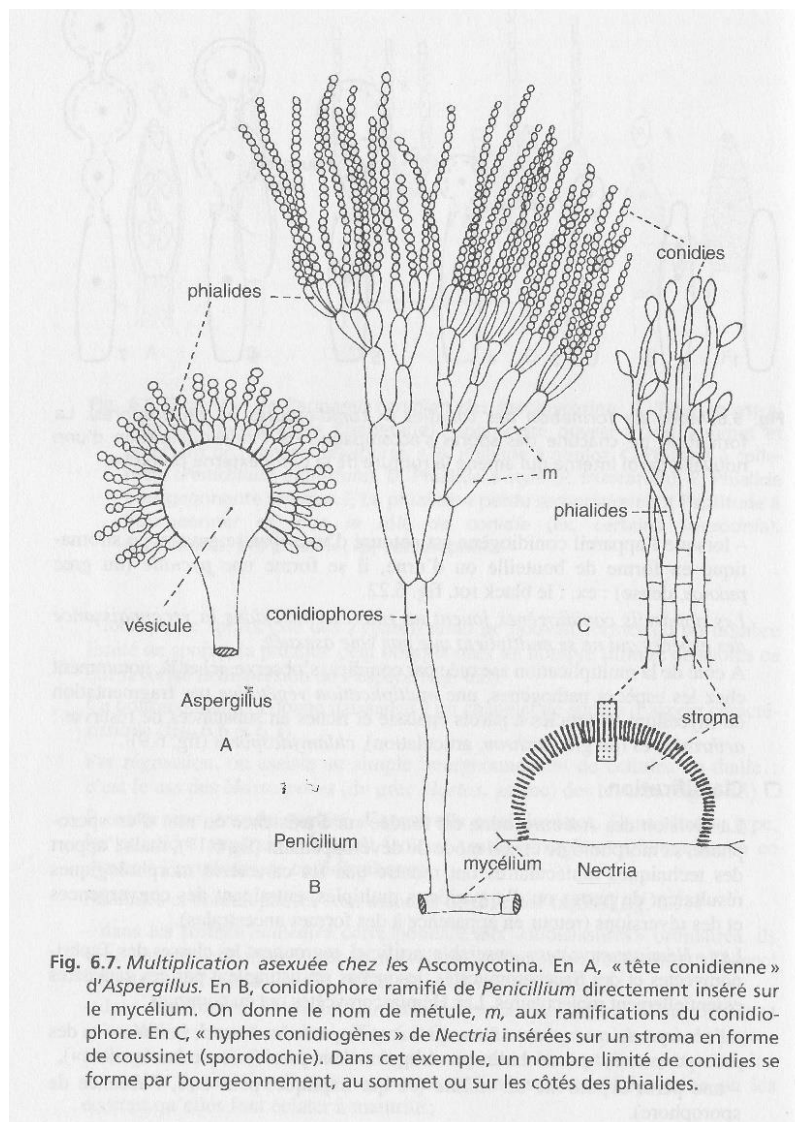


Fig. 6.7. Multiplication asexuée chez les Ascomycotina. En A, « tête conidienne » d'*Aspergillus*. En B, conidiophore ramifié de *Penicillium* directement inséré sur le mycélium. On donne le nom de métule, *m*, aux ramifications du conidiophore. En C, « hyphes conidiogènes » de *Nectria* insérées sur un stroma en forme de coussinet (sporodochie). Dans cet exemple, un nombre limité de conidies se forme par bourgeonnement, au sommet ou sur les côtés des phialides.

Figure 93. Reproduction asexuée chez les Ascomycota, illustrée par les genres *Aspergillus*, *Penicillium* et *Nectria*. Source : P. Bouchet et al., 2005.

b. Reproduction sexuée

Dans la classification des Fungi, la division des Ascomycota tire son nom de la morphologie des cellules spécialisées dans la production de spores, à savoir les **asques** (du grec *askos* = outre). Ces méiospores, puisque produites par méiose, peuvent aussi prendre le nom d'**ascospores**.

Le cycle de vie des Ascomycota se caractérise par une dicaryophase très réduite. Pendant la majeure partie du cycle, le champignon reste à un état haploïde (un seul jeu de chromosomes).

Observons donc le cycle de vie d'un ascomycète (et donc sa reproduction) en prenant l'exemple du cycle de développement d'une « pézize ».

Tout cycle commence par la germination d'une spore. Il en émerge un filament mycélien dont les hyphes contiennent plusieurs noyaux haploïdes. Ce mycélium primaire va envahir le substrat dont il tirera sa subsistance.

Dans certaines conditions, apparaissent sur ce mycélium des ramifications groupées en bouquets et supportant alors des organes sexuels (on parle de **gamétocystes**). Cet ensemble va constituer une ébauche de sporophore, un **primordium**.

Le gamétocyste « femelle », appelé **ascogone**, se présente comme un article à plusieurs noyaux et est coiffé d'un crochet, le **trichogyne**. Les cellules (ou articles) adjacentes supportent quant à elles les gamétocystes « mâles », appelés **spermatocystes**.

Alors que se passe-t-il ? Lorsque deux mycéliums primaires, de **polarité** compatible (c'est ainsi que cela se nomme, il n'y a pas de mâle ou de femelle chez les champignons, seulement des polarités), se rencontrent, le trichogyne de l'un va s'accoler au spermatocyste de l'autre champignon. Les noyaux « mâles » contenus dans le spermatocyste vont alors se déverser dans l'ascogone en même temps qu'il y a fusion des cytoplasmes (**plasmogamie**). On observe alors un mélange puis un appariement des noyaux par paire, du fait de cette complémentarité. Les noyaux isolés dégénèrent.

L'œuf plurinucléé, aussi appelé **coenozygote**, qui en résulte donne naissance à des hyphes renfermant deux noyaux par cellule (on parle de **dicaryon**). L'hyphes terminal va s'allonger pour former un asque. Là, enfin, a lieu la fusion des noyaux en un noyau diploïde, c'est la **caryogamie**. Elle est immédiatement suivie par une méiose (et donc un brassage génétique puis une réduction chromatique) puis une mitose secondaire. On aboutit ainsi à pas moins de huit noyaux haploïdes qui vont s'entourer d'une membrane. On obtient de cette façon huit **ascospores** qui sont donc de formation interne à l'asque.

Remarquons que ce chiffre de huit spores reste un cas général, certaines espèces procèdent à des divisions nucléaires secondaires aboutissant ainsi à 16, 32 spores...

Dans le cas de notre « pézize », les asques vont être portés par un **ascome** (ou sporophore d'ascomycète) en forme de coupe (morphologie d'**apothécie**). Sur la partie supérieure de l'apothécie, on observe les asques tapissant en rang d'oignon cette surface fertile où sont intercalées de très nombreuses **paraphyses**, des cellules stériles très allongées qui ont un rôle essentiel de soutien. En effet, la maturation des spores provoque l'augmentation du volume de l'asque. Mais du fait de l'encombrement spatial causé par les paraphyses, la pression

augmente dans l'asque. Et lorsque les spores sont mûres, la pression est telle que l'asque se comporte comme un canon et expulse ses spores activement par son sommet.

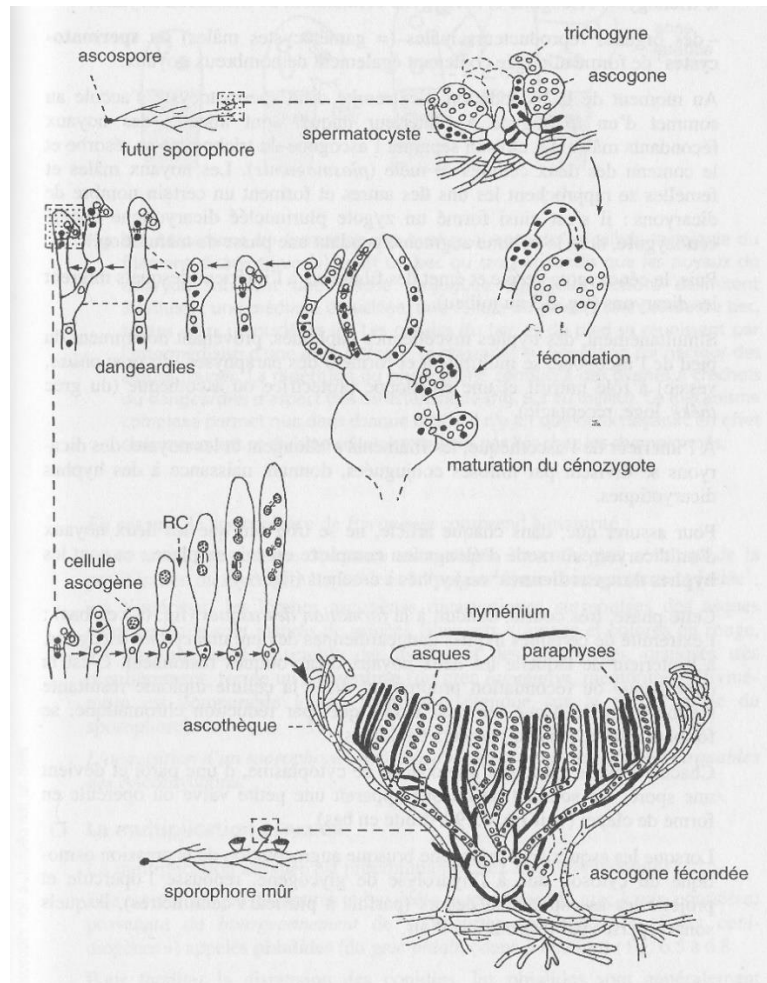


Figure 94. Cycle de développement de *Pyronema omphalodes*. Source : P. Bouchet et al., 2005.

2) Reproduction des Basidiomycota

Chez les Basidiomycota, la reproduction asexuée est relativement peu employée. Les spores sexuées, ou **basidiospores** sont ici de formation exogène, c'est-à-dire qu'elles sont produites à l'extérieur du sporocyste appelé **baside** (du grec *basis* = base, et *idios* = particulier).

Recommençons un cycle avec la germination d'une basidiospore, encore haploïde. Le réseau mycélien qui se développe est composé d'hyphes à un seul noyau haploïde. Ce **mycélium primaire** colonise le substrat mais il a le défaut d'être éphémère.

Hormis les « rouilles », il n'y a pas formation d'organes sexuels mais une fusion entre deux hyphes non différenciés appartenant à deux mycéliums primaires de **polarité compatible** (issus de la germination de deux spores différentes). Également ici, il n'y a pas de notion de sexualité comme on le conçoit classiquement, mais la notion de polarité (avec une compatibilité de type 2 à 2).

Or donc, la **plasmogamie** des deux hyphes primaires aboutit à la formation d'un **dicaryon** qui va être à l'origine de la génération et de la propagation du **mycélium secondaire**. Celui-ci, à la différence du mycélium primaire, est viable autant que durable. Il constitue l'appareil végétatif de base chez les Basidiomycota.

C'est à partir de ce mycélium secondaire que vont se former les sporophores (ou encore **basidiomes**). Les hyphes terminaux de ce mycélium dicaryotique, au sein de ce basidiome, vont former l'**hyménium**, c'est-à-dire la partie fertile de l'**hyménophore**. L'hyménophore peut avoir plusieurs morphologies pour augmenter, voire optimiser la formation de spores par rapport à la surface de l'hyménium (notamment dans les groupes dits « évolués »), en particulier par la multiplication de lames et de lamellules, de plis, de pores... L'hyménium est donc constitué d'une **monocouche de basides** au sein desquelles on assiste à la **caryogamie** (la fusion des deux noyaux). Ce nouveau noyau diploïde va immédiatement entrer en **méiose**. Après réduction chromatique, on aboutit à quatre noyaux haploïdes. Sauf que ceux-ci ne vont pas s'encapsuler dans la cellule à l'instar des ascospores. Ils vont migrer vers le sommet de la baside pour former des spores à l'extrémité de « petites cornes » situées à l'apex des basides que l'on appelle **stérigmates**. Chaque baside va donc en général comporter quatre stérigmates portant chacun une basidiospore : on qualifie alors la baside de **tétrasporique**. C'est un caractère microscopique important car parfois, chez certaines espèces, on peut assister soit à une régression d'un noyau sur deux, soit au passage de deux noyaux dans la même spore. On parle alors de basides **bisporiques**.

Finalement, lorsque la spore est mature, elle se « détache » du stérigmate par un mécanisme actif pour être emportée par le vent, l'eau... On reconnaît facilement une basidiospore à la protubérance à la base de la spore qui porte le nom **d'apicule**.

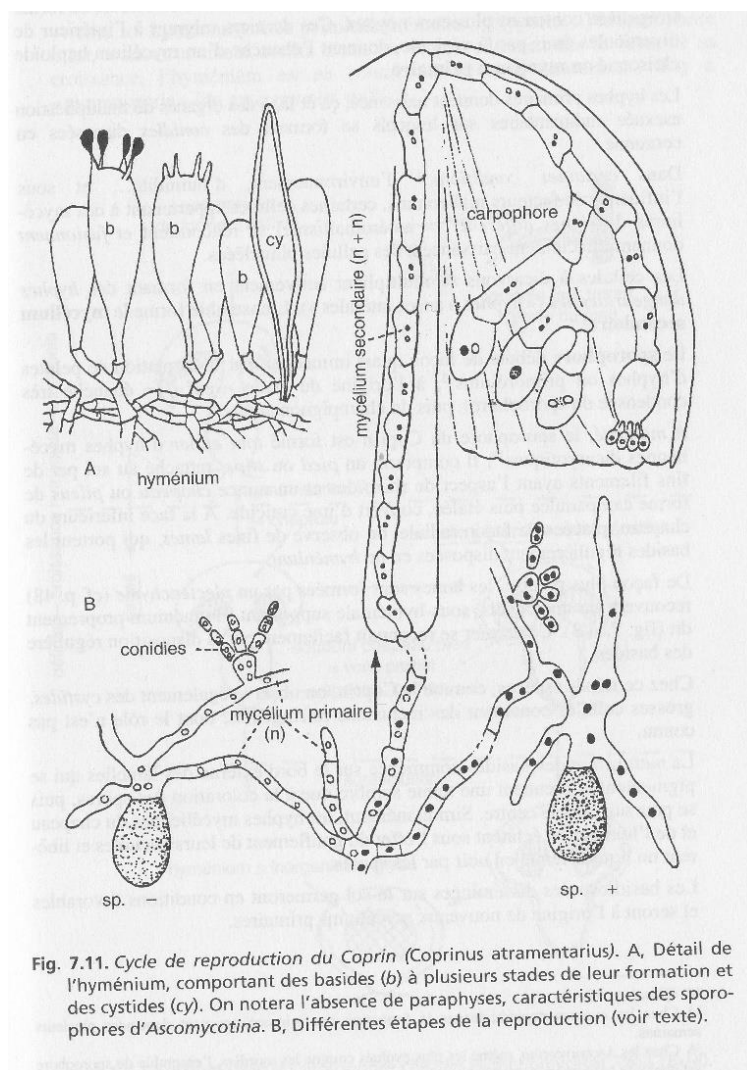


Fig. 7.11. Cycle de reproduction du *Coprin* (*Coprinus atramentarius*). A, Détail de l'hyménium, comportant des basides (b) à plusieurs stades de leur formation et des cystides (cy). On notera l'absence de paraphyses, caractéristiques des sporophores d'*Ascomycotina*. B, Différentes étapes de la reproduction (voir texte).

Figure 95. Cycle de reproduction de *Coprinopsis atramentaria*. Source : P. Bouchet et al., 2005.

Comment s'éjectent les ballistospores des Basidiomycota ?

Durant la maturation de la spore, il se forme, à l'extrémité de l'apicule, une zone composée d'un concentré gélatineux hydrophile (principalement du mannitol et du glycérol), qui absorbe l'humidité ambiante et qui deviendra la goutte apiculaire ou **goutte de Buller**.

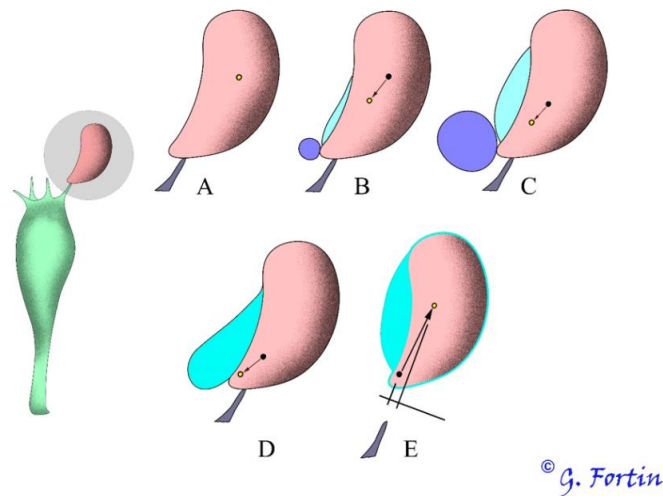


Figure 96. Étapes du processus d'éjection des spores de basidiomycètes. Source : blog.mycoquebec.org

- **A** : une spore qui s'est développée à l'apex d'un stérigmate. Son centre de masse est indiqué par un point clair.
- **B** : la goutte de Buller ou goutte apiculaire (bleu foncé) et la goutte adaxiale (bleu clair) ont commencé à se développer déplaçant le centre de masse vers la région inférieure de la spore.
- **C** : les deux gouttes sont rendues à leur pleine expansion et le centre de masse s'est encore approché de la base de la spore.
- **D** : les gouttes fusionnent, le centre de masse est près de la base de la spore.
- **E** : l'étalement presque instantané des deux gouttes sur toute la surface de la spore entraîne un déplacement rapide du centre de masse de la spore qui acquiert de l'énergie cinétique dirigée dans le sens du déplacement du centre de masse, ce qui exerce simultanément une force opposée dirigée vers l'apicule et provoque l'éjection de la spore.

Notons que l'éjection de la spore provoque la rupture mécanique de la paroi du sporangium, d'où cette notion de cloisonnement interne.

Remarquons que la « trace » de la goutte adaxiale est marquée par la plage supra-apiculaire, visible notamment chez les spores de russulales de par son amyloïdie.

C) Les trophismes, ou les modes de vie des champignons

Le mot « Trophisme » vient du grec *trophein*, se nourrir. Donc on va étudier comment les champignons font l'acquisition de leur nourriture.

Nous avons vu dans la définition des champignons qu'il s'agissait d'organismes **hétérotrophes vis-à-vis du carbone**. Du fait de cette contrainte majeure, ils dépendent donc pour leur subsistance, à l'instar des animaux, d'une source de matière organique préformée dont ils tirent leur énergie et à partir de laquelle ils vont fabriquer leurs propres constituants. Pour se procurer cette matière carbonée, ils peuvent opter pour trois grandes stratégies :

Soit ils se nourrissent de matière organique morte ou inerte, on parle alors de **saprotrophie**,

Soit ils puisent cette matière dans un organisme vivant qu'ils exploitent à son détriment, on parle de **parasitisme**,

Soit ils établissent une relation à bénéfice réciproque avec un producteur primaire qui leur fournira, en retour de certains avantages, les substances organiques dont ils ont besoin. C'est la **symbiose**.

Il faut toutefois noter que les limites entre ces trois modes de nutrition demeurent floues, interagissant entre elles au sein de l'écosystème ; de même, un champignon peut cumuler différents trophismes, ou passer de l'un à l'autre (Exemple : un champignon symbiotique va avoir une phase saprotrophique le temps qu'il trouve son partenaire mycorhizien).

Notons aussi le phénomène très particulier d'**endophytisme** (ou endosymbiose) où le champignon vit dans la plante (et où il peut finalement bouleverser la place des fungi dans les écosystèmes), ouvrant alors une autre fenêtre sur la diversité et le fonctionnement des champignons dans ces biocénoses.

Remarque à propos de l'azote : le comportement pour cet autre élément indispensable est plus nuancé que pour le carbone. En effet, on observe des espèces autotrophes qui se contentent d'azote minéral et des espèces hétérotrophes qui vont l'obtenir depuis la matière organique.

1) La Saprotrophie (ou saprophytisme).

Ce sont les champignons décomposeurs qui exploitent alors la matière organique morte, qu'elle soit d'origine végétale, animale, ou même fongique.

Ils jouent un rôle primordial dans les écosystèmes en participant, avec les bactéries et la microfaune du sol, au recyclage de la matière organique, à sa redistribution en éléments simples dans l'écosystème et à la formation des sols.

En effet, que deviendrait l'écosystème forestier sans ces décomposeurs efficaces ? Les végétaux sont les producteurs, de par la photosynthèse, d'une biomasse considérable dont seule une faible partie est consommée par les animaux. La majeure partie de cette biomasse finit par se retrouver à l'état inerte au niveau du sol (chute des feuilles, des fruits ou de bois mort), et s'accumulerait sans cesse s'il n'y avait pas de détritivore. Non seulement, sans ces « éboueurs de la nature », la végétation serait littéralement étouffée par cette accumulation de débris, mais en plus le sol s'appauvrirait. En effet, les molécules organiques doivent retourner à un état minéral avant de pouvoir être de nouveau assimilées par les

plantes et retourner ainsi dans le cycle continu de la matière vivante. Les champignons, avec les bactéries, participent à cette minéralisation de la matière morte et constituent donc un maillon indispensable des chaînes alimentaires.

Considérons un instant le caractère **absorbotrophe** des Fungi. La Nature ayant bien fait les choses, l'appareil végétatif filamenteux des champignons, le mycélium, est très adapté au saprophytisme. En effet, il permet une colonisation dans toutes les directions du substrat à exploiter. Par conséquent, la digestion de la matière, macromolécules comprises, au contact du mycélium, va nécessiter l'excrétion d'enzymes pour permettre la fragmentation de ces molécules complexes ; cette synthèse d'enzymes étant inductible par les conditions environnementales. Les nutriments assimilables libérés ainsi seront ensuite absorbés au travers de la paroi et la membrane cellulaire ; les hyphes mycéliens étant très étroits et très longs, ils offrent au champignon une très grande surface d'absorption qui facilite ainsi grandement le processus.

Les champignons, en fonction de leur arsenal enzymatique, peuvent intervenir successivement à différents stades de la décomposition de la matière organique. Certaines espèces possédant une faible capacité enzymatique consomment uniquement des molécules simples ou déjà à l'état libre, elles interviennent en premier sur le substrat à consommer. C'est le cas des « sugar fungi », principalement des levures et des moisissures, qui consomment surtout des sucres. Certaines espèces sont ainsi utilisées dans l'industrie agroalimentaire (dans le processus de fermentation) ou pharmaceutique (synthèse d'antibiotiques), et d'autres ont un rôle néfaste en s'attaquant aux denrées alimentaires périssables (fruits...). Citons par exemple : *Rhizopus stolonifer*, *Penicillium sp.* Certaines moisissures (*Stachybotrys chartarum*, *Aspergillus sp.*, etc.) ont aussi un impact sur l'homme du fait de développement de pathologies respiratoires, allant de l'allergie aux infections opportunistes.

D'autres champignons sont quant à eux capables de « digérer » des macromolécules très complexes (notamment la lignine et la cellulose) et décomposent ainsi de façon plus ou moins spécifique divers substrats : ce sont les saprotrophes lignicoles, humicoles, foliicoles, pyrophiles, coprophiles, kératinophiles... Certaines espèces sont spécifiques à un substrat particulier et cette spécificité constitue souvent une aide précieuse pour la détermination.

a. Les saprotrophes lignicoles

Le bois est un polymère complexe essentiellement composé de fibres de cellulose et d'hémicellulose (molécules glucidiques) plus ou moins enchevêtrées dans un réseau de lignine (molécule constituée de « briques élémentaires » aromatiques assemblées dans l'espace de manière hétérogène).

Les champignons décomposeurs sont les seuls êtres vivants, avec les bactéries à être capables de digérer la cellulose, et pratiquement les seuls à utiliser la lignine. Mais dégrader la lignine est un acte difficile car le végétal l'a créée pour sa rigidité, son hydrophobicité et son imputrescibilité, trois propriétés que le champignon doit surmonter. Selon qu'ils attaquent préférentiellement la lignine ou la cellulose, ils produiront respectivement une pourriture fibreuse (pourriture blanche) ou bien cubique (pourriture brune).

En milieu très humide, les bactéries et champignons cellulolytiques peuvent provoquer un autre type de pourriture nommée pourriture molle.

1. La pourriture cubique (pourriture brune)

Ce type de destruction du bois est l'œuvre de champignons cellulolytiques c'est-à-dire de champignons saprotrophes possédant l'équipement enzymatique nécessaire à la dégradation de la cellulose. Ces enzymes, les cellulases, vont fragmenter les longues chaînes moléculaires de la cellulose et de l'hémicellulose constituant les fibres parallèles du bois, pour libérer les sucres ou oses assimilables comme le glucose.

Ainsi la texture fibreuse du bois est détruite, et la rétractation mécanique de la lignine qui en résulte provoque la formation de petits cubes, colorés en brun-rouge du fait de l'oxydation de la lignine. Elle touche plus souvent le bois de résineux que le bois de feuillu.

Les champignons responsables sont assez peu nombreux (10% des décomposeurs, dont 80% viennent sur conifères), et sont tous des basidiomycètes. Ce sont en majorité des « polypores » : comme par exemple *Laetiporus sulphureus*, *Fistulina hepatica*... .Remarquons que la Mérule pleureuse, *Serpula lacrymans*, est un fléau domestique en s'attaquant au bois d'œuvre.

Les cubes riches en lignine, en se détachant, donnent des débris très stables qui entrent dans la composition superficielle du sol, surtout dans les peuplements de conifères. À cet effet ils participent au maintien de ces résineux en conférant à l'humus certaines propriétés, en particulier une forte capacité de rétention d'eau et d'éléments nutritifs. De cette manière cet humus enrichi en lignine favorise l'entretien des peuplements de conifères mais aussi la formation de mycorhizes (on remarque donc une interaction entre les différents trophismes).



Figure 97. Tronc de bouleau affecté de pourriture cubique. Photo : G. Polese

2. La pourriture fibreuse (pourriture blanche)

Ce type de pourriture est plus fréquente, la lignine est dégradée plus rapidement que la cellulose (mais souvent en proportions comparables), toujours dans le but de permettre la consommation de celle-ci : en effet la lignine est un polymère polyphénolique si résistant que sa dégradation consomme plus d'énergie qu'elle n'en produit, celle-ci n'a pour but que de faciliter l'accès à la cellulose qu'elle protège. Le bois perd ainsi ses propriétés mécaniques.

La lyse de la lignine par des enzymes aspécifiques appelées lignine-peroxydases fait intervenir un processus d'oxydation et nécessite donc la présence d'oxygène (mais également d'humidité). Cette destruction laisse alors apparaître les fibres de cellulose restantes alors décolorées par la disparition de la lignine (d'où le nom de pourriture fibreuse ou blanche). Elle touche le plus souvent le bois de feuillu que le bois de résineux.

Dans certains cas, l'attaque par le fungus se traduit par la formation de petites cavités tapissées de mycélium : on parle alors de pourriture alvéolaire.

Comme la lignine ne peut être dégradée par les bactéries, les champignons aptes à le faire (certains ascomycètes et basidiomycètes) jouent donc un rôle capital dans la décomposition de la matière ligneuse.

Citons comme agents de pourriture blanche *Pleurotus ostreatus*, *Hypholoma fasciculare*, *Fomes fomentarius*, *Trametes gibbosa*...

3. La pourriture molle

Lorsque le bois est au contact du sol, avec une humidité élevée, supérieure à 50%, et une température comprise entre 25°C et 30°C (parfois jusqu'à 50°C), on observe un ramollissement du bois, celui-ci prenant alors un aspect spongieux et une coloration noirâtre qui aboutit à une fragmentation cubique après séchage. Le bois de feuillus (aubier de chêne, de hêtre...) est plus dégradé en profondeur que le bois de résineux dont la décomposition reste superficielle. Les principaux champignons cellulolytiques responsables sont des « micromycètes », des ascomycètes comme *Chaetomium globosum*, *Trichoderma harzianum*, *Cladosporium cladosporioides*, etc. mais aussi des « macromycètes » comme *Fistulina hepatica* ou *Meripilus giganteus*, des basidiomycètes polyporoïdes.

b. Les saprotrophes humicoles

De très nombreux champignons saprophytes sont impliqués dans la dégradation de la litière forestière. Certains, comme on l'a vu dans le cas des lignicoles, s'attaquent préférentiellement à la lignine pour pouvoir exploiter la cellulose. Les feuilles agglomérées dans le feutrage mycélien se décolorent alors avant de se fragmenter, les débris sont alors triturés et consommés par de petits animaux (insectes, acariens ou vers...), et donc ainsi incorporés au sol. C'est de cette manière que les champignons, bactéries et microfaune agissent de concert dans l'humification de la matière organique. La lignine est dégradée en acides humiques, des constituants de l'humus, qui subissent ensuite la minéralisation. Bien souvent, on peut constater que l'action des champignons est un préalable indispensable à l'intervention d'autres microorganismes.

Dans ce processus, de nombreux « micromycètes » interviennent, mais aussi des macromycètes appartenant principalement aux genres (dans leur sens traditionnel) *Marasmius*, *Mycena*, *Collybia*, *Lepista*, *Clitocybe*, *Agaricus*, *Coprinus*...

Dans le cas où les conditions rendent difficile l'action des autres microorganismes, par exemple lorsque le sol est acide, le rôle des champignons devient prépondérant ; ainsi l'humus acide de type **moder** ou **mor** présente une biomasse mycélienne plus importante que le mull. On remarquera que la diversité des basidiomycètes y est souvent supérieure.

Il existe bien d'autres types trophiques selon les substrats utilisés : pyrophile pour les places à feu et charbonnières, coprophile pour les fèces...

2) Le Parasitisme

Le parasite se développe aux dépens d'un organisme vivant appelé hôte, cet organisme exploité sans contrepartie pouvant être un animal, un végétal, ou même un autre champignon (voire un organisme relevant d'autres règnes s'il s'agit de « faux-champignons » comme les myxomycètes). Le parasite détourne ainsi les métabolites qu'il est incapable de synthétiser

par lui-même. Il porte donc préjudice à leur « propriétaire » en le privant d'une partie des substances nécessaires à son développement et dans certains cas en excréant également des substances toxiques. On rassemble dans ce groupe, les agents phytopathogènes et les agents responsables de parasitoses animales ou humaines. Les conséquences de ce parasitisme peuvent être le dépérissement, voire la mort de l'hôte.

Quoi qu'il en soit, les parasites ont un rôle fondamental à jouer dans les écosystèmes. Ils s'attaquent de préférence aux individus affaiblis qu'ils contribuent à éliminer. Même si cela peut être qualifié de « dure loi de la Nature », on peut affirmer qu'ils permettent, à l'instar des prédateurs, le maintien de populations saines et l'obtention d'un certain équilibre biologique entre espèces concurrentes.

On distingue les parasites facultatifs des parasites obligatoires.

Les **parasites facultatifs** sont des saprotrophes qui deviennent sous certaines conditions des parasites. C'est le cas de nombreuses mycoses qui atteignent l'homme. Citons l'exemple d'une levure saprotrophe, *Candida albicans*, qui peut devenir parasite opportuniste en profitant de la faiblesse de l'hôte (âges extrêmes, traitements antibiotiques déséquilibrant les flores commensales normales, corticothérapie, dépression immunitaire...) et provoquer ainsi une pathologie connue sous le nom de Muguet.

Les **parasites obligatoires** sont en revanche incapables de vivre en dehors de leur hôte, pour lesquels ils sont en général très spécifiques. Ce mode de vie a été adopté à plusieurs occasions au cours de l'évolution à partir d'un mode de vie saprotrophe. Cette parenté entre parasitisme et saprotrophisme est d'ailleurs parfaitement illustrée dans le cas des parasites nécrotrophes qui tuent leur hôte en le parasitant avant de vivre, après sa mort, en saprotrophe sur leur victime (exemple : *Piptoporus betulinus*, aujourd'hui nommé *Fomitopsis betulina*). Au contraire, les parasites biotrophes, souvent étroitement spécifiques d'un hôte, n'ont aucun intérêt à tuer l'hôte dont ils tirent leur subsistance. Il se produit alors une coévolution compétitive entre le parasite et l'hôte afin de permettre la coexistence de chacun. Ainsi, on peut observer une interaction gène à gène : celui de virulence du parasite et celui de résistance de l'hôte, de sorte qu'il se crée et se maintient un « équilibre ».

Le faible diamètre des hyphes, leur permettant de s'insinuer dans les espaces intercellulaires, et le fort pouvoir de dissémination des champignons constituent de solides atouts pour exercer ce mode de vie parasitaire. On observe généralement que l'adoption de ce type trophique s'accompagne d'une évolution simplifiante avec perte de la reproduction sexuée, ou de certaines capacités enzymatiques.

a. Parasites obligatoires de végétaux

Les champignons peuvent attaquer les plantes de diverses façons : soit ils peuvent profiter de blessures (grêle, insectes...), soit ils pénètrent par les racines, via des rhizomorphes par exemple.

On peut citer *Armillaria mellea*, un redoutable pathogène forestier. Il a la particularité de condenser son mycélium en cordons noirs aussi durs que du cuir qui s'insinuent entre le bois et l'écorce de l'arbre. Le décollement induit de l'écorce provoquera la mort de l'arbre.

Les dégâts causés sur l'agriculture par ces phytopathogènes peuvent être considérables, la plupart des céréales pouvant être des victimes potentielles. Citons à titre d'exemple les

rouilles (*Puccinales*) et les charbons (*Uredinales*) comme *Ustilago maydis* qui attaque le maïs (au Mexique, il est toutefois consommé quand il encore jeune et immature).

Mention particulière pour *Claviceps purpurea*, l'Ergot du seigle, responsable de l'ergotisme, « Mal des Ardents » ou « Feu de Saint Antoine ». En effet, le grain est parasité par le *Claviceps* qui produit des alcaloïdes. Le **sclérote**, ou ergot (forme de résistance du champignon) est récolté en même temps que les céréales. La farine étant contaminée par ces molécules à haute activité pharmacologique a causé bien des morts au cours des âges.

Le cycle parasitaire peut être très complexe et faire intervenir plusieurs hôtes (la rouille noire du blé *Puccinia graminis*, parasite successivement le blé et l'épine-vinette, *Berberis vulgaris* avec 5 stades distincts)

En forêt, nous pouvons observer fréquemment *Rhytisma acerinum*, parasite léger de feuilles d'érable, visible sous forme de tache noire.

b. Parasites obligatoires d'animaux

Certains Fungi (de l'ordre des Entomophthorales chez les Zygomycota et de l'ordre des Hypocreales chez les Ascomycota) sont parasites d'arthropodes et peuvent parfois être employés dans la lutte biologique contre les insectes nuisibles. Citons en exemple le *Cordyceps militaris* qui parasite des larves enterrées, ou le genre *Beauveria*, utilisé dans la lutte contre des insectes nuisibles aux cultures.

Chez l'homme, les dermatophytes parasitent les phanères (ongles et cheveux).

Remarque sur le carnivorisme avec un magnifique exemple : *Arthrobotrys anthonia*. Un champignon fabriquant des « lassos » sur ses hyphes pour capturer et digérer des vers nématodes. Ce n'est pas vraiment du parasitisme mais une forme de prédation.

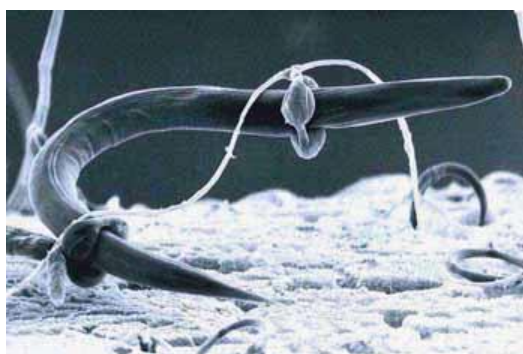


Figure 98. Lassos de *Arthrobotrys anthonia* capturant un nématode. Source : virtualmuseum.ca

c. Parasites obligatoires de champignons

Du fait que le parasite s'attaque au sporophore, la principale conséquence reste légère, à savoir la diminution de la production de spores. On peut citer des « micromycètes » comme *Apiocrea chrysosperma* (dont l'anamorphe plus fréquent est, *Sepedonium chrysospermum*, aujourd'hui appelé *Hypomyces chrysospermus*) qui contamine les Boletales. Mais aussi des macromycètes comme *Pseudoboletus parasticus*, vivant sur les sporophores de sclérodermes, ou *Asterophora lycoperdoides* sur de vieilles russules.



Figure 99. *Pseudoboletus parasiticus*, "bolet" parasitant des sclérodermes. Vue externe (en haut) et coupe sagittale (en bas) où on peut voir le mycélium du « bolet » envahir la gléba du scléroderme. Dessin : G. Polese

3) La Symbiose (ou Mutualisme)

On appelle symbiose l'association à bénéfices réciproques entre deux êtres vivants appartenant à des espèces différentes, les deux partenaires trouvant des avantages dans cette association.

Dans le cas des champignons, on observe deux grandes formes de symbiose avec des végétaux (ou tout du moins des organismes autotrophes) : la symbiose mycorhizienne et la symbiose lichénique.

a. La symbiose mycorhizienne

Pour se nourrir, le champignon s'associe à un groupe de plantes supérieures appelé aussi « rhizophyte » (c'est l'ensemble des plantes comprenant les fougères et les plantes supérieures) ; plantes auxquelles il offrira divers services en retour. Il se formera un organe mixte entre la racine de la plante vasculaire et le mycélium du champignon, organe appelé **mycorhize**. On peut affirmer que sans cette symbiose, la forêt n'existerait pas ou peut-être arriverait-elle à survivre mais elle se porterait en tout cas certainement très mal.

Suivant que le mycélium pénètre ou non à l'intérieur des cellules racinaires du végétal, on parlera respectivement d'**endomycorhize** (de *endo* = intérieur) et d'**ectomycorhize** (de *ecto* = extérieur)

Le bénéfice pour la plante est d'abord nutritionnel. De la mycorhize émerge en effet un réseau mycélien qui, grâce à sa très grande surface de contact avec le sol et la finesse des hyphes,

explore un volume de terre bien plus important que pourraient prospector les poils absorbants des racines. Grâce à cela la plante pourra puiser plus efficacement l'eau, les minéraux difficilement disponibles car présents à faible concentration ou peu solubles (forme minérale d'azote, de phosphore ...) et des oligoéléments indispensables à son métabolisme (zinc, cuivre, soufre...).

Le mycète pourra également fournir à la plante une protection mécanique (manteau des ectomycorhizes) et chimique (élimination des microorganismes compétiteurs du sous-sol par l'excrétion d'antibiotiques, d'antifongiques, etc. dans la rhizosphère). Certains champignons pratiquent la prédation des nématodes (décrite dans le paragraphe précédent) pour protéger les racines de leur partenaire. D'autres sécrètent même des hormones de croissance pour stimuler la croissance de racines. Les mycorhizes renforcent la tolérance des végétaux vis-à-vis de l'environnement (sécheresse, variation de température ou de salinité...)

Le champignon tire quant à lui parti de cette collaboration en puisant dans les substances carbonées (principalement les sucres) que la plante met à sa disposition au niveau des racines mycorhizées. Remarquons ainsi que ces molécules carbonées, que le champignon hétérotrophe est incapable de fabriquer lui-même, ont été synthétisées par la plante par assimilation chlorophyllienne (ou photosynthèse).

Passons en revue les modes de symbiose mycorhizienne :

1. Ectomycorhizes

i. Organisation

Ces mycorhizes se présentent comme des raccourcissements ou des renflements de la racine, visibles à l'œil nu.

La racine mycorhizée perd en général ses poils absorbants et se trouve par endroits enveloppée d'une gaine formée d'hyphes assemblées. À partir de cette gaine, qui porte le nom de **manteau**, un réseau mycélien extramatriciel part à l'exploration du sous-sol. Un autre réseau mycélien, appelé **réseau de Hartig**, circule entre les cellules du cortex racinaire sans jamais pénétrer à l'intérieur de celles-ci. Cette disposition permet d'offrir aux deux partenaires une très grande surface d'échange.

ii. Les partenaires chlorophylliens

Il s'agit principalement de ligneux. Peu d'espèces sont concernées mais on trouve parmi celles-ci la grande majorité des arbres constituant le peuplement forestier des régions tempérées et froides.

Citons par exemple pour les gymnospermes, la famille des *Pinaceae* ou *Abietaceae* (pins, épicéas, sapins...)

Pour les angiospermes, ces ectomycorhizes s'observent surtout chez les *Fagaceae* (chêne, hêtre, châtaignier...) et les *Betulaceae* (bouleaux, charmes, aulnes...), mais aussi les *Myrtaceae*, les *Salicaceae*, les *Rosaceae* et les *Cistaceae*.

iii. Les partenaires fongiques

Souvent l'identité des champignons ne peut être déduite du simple examen des mycorhizes, à moins de passer par des techniques de laboratoire sophistiquées (biologie moléculaire).

C'est la « fructification » sous l'arbre, l'émergence du sporophore qui permet d'identifier le champignon partenaire.

Ce sont quasiment tous des champignons supérieurs. Certains genres sont exclusivement ectomycorhiziques (sauf exception, on aura, dans les basidiomycètes, les genres *Russula*, *Lactarius*, *Tricholoma*, *Amanita*, *Hebeloma*, *Cortinarius*, *Boletus*, ... et dans les ascomycètes le genre *Tuber*...). On peut aussi citer de manière exceptionnelle le genre *Endogone*, un Zygomycète qui est l'un des rares « micromycètes » ectomycorhiziens. Par ailleurs l'association est plus ou moins spécifique, décrivant ainsi 2 modalités : les **généralistes** et les **spécialistes**.

Les généralistes n'ont pas de préférence en matière de partenaire végétal. Citons quelques exemples : le Cèpe de Bordeaux, *Boletus edulis* Bull. : Fr. s'associe au chêne, au hêtre, au bouleau, au pin. L'Amanite tue-mouche, *Amanita muscaria* (L. : Fr.) Lamarck, apprécie les bouleaux et les épicéas).

Les spécialistes, quant à eux, ne s'associent qu'à un genre, voire une espèce particulière d'arbre, c'est donc une aide à la détermination. Par exemple, *Suillus grevillei* (Klotzsch : Fr.) Singer est strictement inféodé au mélèze.

Certains mycorhiziens semblent pouvoir se comporter en saprotrophe. Les mycorhiziens stricts ont quant à eux perdu l'équipement enzymatique qui leur permettait d'utiliser la cellulose.

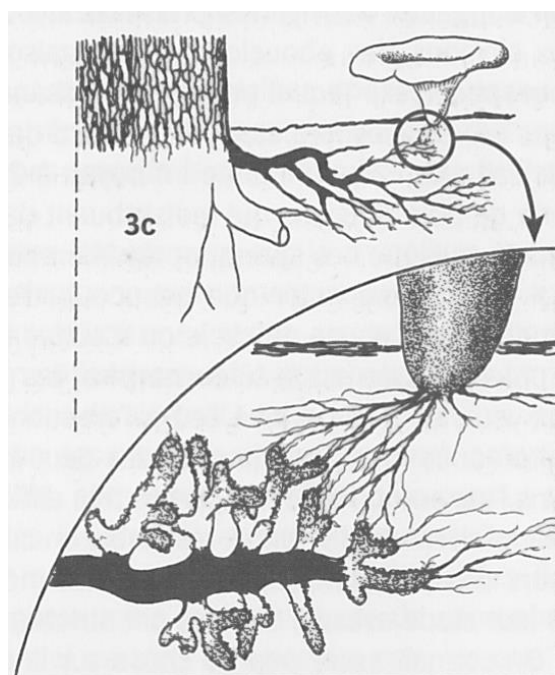


Figure 100. Schéma d'une mycorhize, avec détail de la relation mycélium-radicelle. Source : Courtecuisse 2011.

2. Endomycorhizes

Les endomycorhizes, peu identifiables à l'œil nu, sont caractérisées par l'absence de manteau et la pénétration du mycélium à l'intérieur des cellules racinaires. Souvent les poils absorbants de la plante demeurent.

Il faut distinguer les **endomycorhizes à vésicules et arbuscules** des autres sortes d'endomycorhizes.

Endomycorhize à vésicules et arbuscules

i. Organisation

C'est une symbiose d'une intimité extrême : le mycélium pénètre dans les cellules du cortex racinaire en se ramifiant en arbuscule (pour une grande surface d'échange) et en vésicule (comme organe de réserve). Cela représente un risque pour la plante de laisser ainsi entrer un champignon mais le bénéfice de la symbiose le compense largement tant que l'équilibre se maintient.

ii. Les partenaires chlorophylliens

Ce type d'association concerne la plupart des arbres tropicaux et la majorité des plantes herbacées. Toutes les familles de plantes sont concernées, sauf les *Brassicaceae*, les *Geraniaceae* et les *Scrophulariaceae*. Certains arbres de nos régions peuvent présenter à la fois des ecto- et des endomycorhizes, comme le saule.

iii. Les partenaires fongiques

Les champignons impliqués sont exclusivement des champignons inférieurs appartenant à la classe des Gloméromycètes (environ 200 espèces). Ils ne sont généralement pas spécifiques de leur hôte.

Ce type de symbiose a une importance écologique cruciale de par ses nombreuses implications : foresterie, agriculture, réhabilitation de milieux pollués...

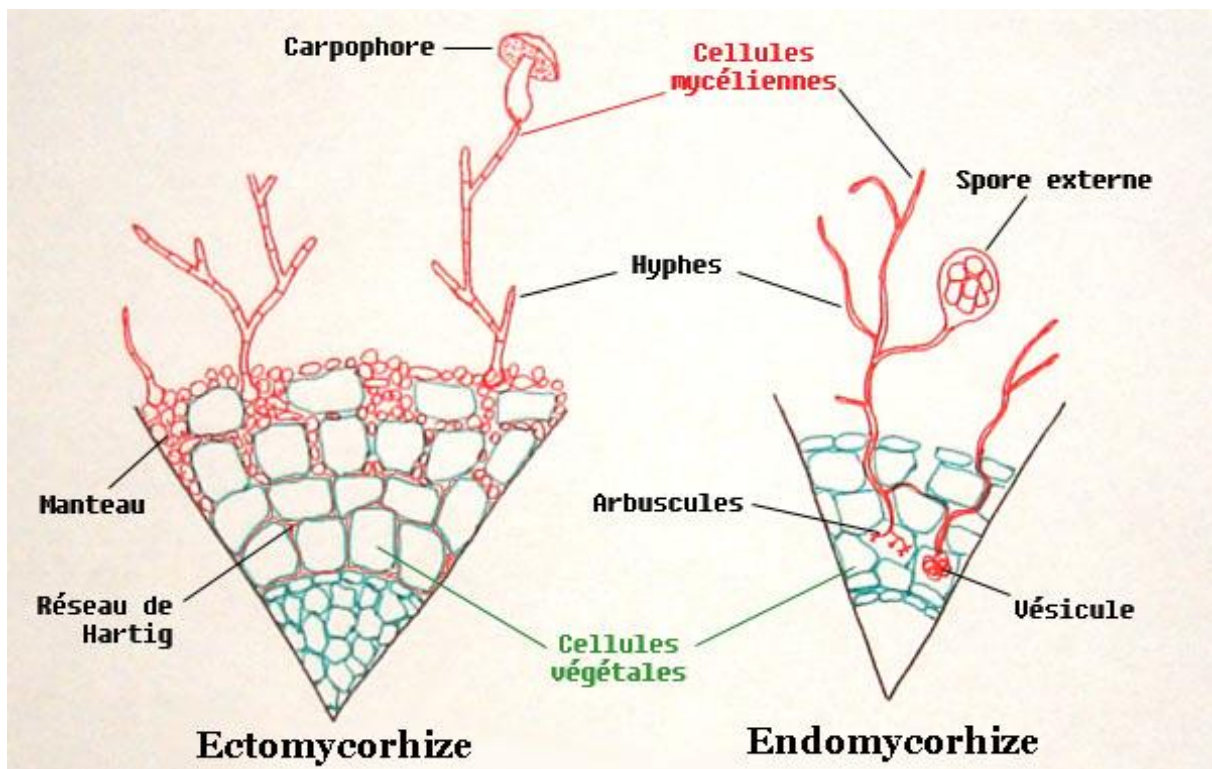


Figure 101. Schéma des deux modes de mycorhize (ecto- et endo-). Source : Wikipédia

3. Autres endomycorhizes dites « non V-A ».

Ces deux grands types de symbiose précédemment décrits sont en fait complétés par toute une série d'autres types de symbiose, caractéristiques de certaines familles de plantes. Elles font intervenir des champignons supérieurs. Nous allons les détailler succinctement :

Les **endomycorhizes éricoïdes**, où le mycélium forme ici des pelotes à l'intérieur des cellules des *Ericaceae* (bruyère, azalée, rhododendron...).

Également les **endomycorhizes** des *Orchidaceae*, où les champignons du genre *Rhizoctonia* sont alors indispensables à la germination des graines.

4. Ectendomycorhize

Il s'agit d'un cas très particulier d'ectomycorhize et peu répandu dans lequel le réseau de Hartig pénètre dans les cellules à l'intérieur du parenchyme cortical. Exemple : *Pisolithus* et son hôte *Betula*, en milieu pionnier

b. L'Endosymbiose

i. Organisation

Dans ce cas très particulier, le champignon vit dans la plante (dans ses tiges, ses feuilles...), autour et dans les cellules. Il reste cryptique et imperceptible durant une large partie de sa vie sauf lors de sa fructification, en « profitant » de l'état de faiblesse, voire de mort, de son hôte. Ces champignons étaient alors considérés soit comme des décomposeurs, soit comme des parasites... Par exemple la Xylaire du bois, *Xylaria hypoxylon*, est en fait un endophyte qui développe ses sporophores lorsque la branche meurt.

Ce n'est que très récemment que l'on a compris, du fait de l'évolution des moyens d'investigation, que ce mode de vie était en fait très répandu. Aucune plante n'est affranchie de la présence de mycélium dans ses tissus. On peut ainsi, parfois, isoler plusieurs centaines d'espèces sur une même plante, sous les tropiques ! Ceci place les plantes supérieures comme de véritables niches écologiques, des réservoirs potentiels de biodiversité microbologique et fongique (qui finalement reste à explorer). On n'a pas encore appréhendé toutes les subtilités de cette symbiose très particulière.

ii. Partenaires chlorophylliens

Tous les groupes de plantes sont concernés.

iii. Partenaires fongiques

Bien que ce soient en majorité des ascomycètes (en particulier leurs anamorphes), tous les groupes fongiques (dont de nombreuses espèces aquatiques) sont concernés, en particulier les *Xylariales* et les *Hypocreales*. Il semblerait que ce mode de vie très particulier ait émergé plusieurs fois au cours de l'évolution (depuis une forme de parasitisme ou est-ce l'inverse ?) et que depuis, il y ait une coévolution ancestrale des 2 partenaires avec une forme de commensalisme.

On remarquera que les modes de dispersion des spores sont très variés : vent, graines des plantes hôteuses, insectes phytophages...

De même, l'on a découvert que les plantes médicinales pouvaient abriter des endophytes... ce qui remet en question l'origine des principes actifs : est-ce la plante ou le champignon qui synthétise la molécule ? Il est fort probable que ce soit la collaboration des deux, comme l'illustre la coopération de l'if américain (*Taxus brevifolia*) et son endophyte *Taxomyces andreanae* pour la production du taxol (molécule qui, rappelons-le, a révolutionné le traitement du cancer du sein).

c. La symbiose lichénique

i. Organisation

Ce que l'on appelle « lichen » est en fait non pas un seul organisme vivant mais une entité résultant de l'union de 2 organismes totalement différents : une « algue » et un champignon. On a toutefois rangé les lichens, d'un point de vue systématique, dans les Fungi dans la mesure où c'est le champignon qui assure la reproduction sexuée ; de même qu'il existe un grand nombre de champignons lichénisés, et a contrario peu d'algues impliquées dans le phénomène de lichénisation.

Schématiquement on peut dire que le champignon fournit un support à l'algue qui va produire la matière carbonée par assimilation.

ii. Le partenaire algal

Généralement, on peut le trouver également à l'état libre dans l'environnement.

Il s'agit soit d'une véritable algue (algues vertes), soit d'un procaryote rangé alors parmi les cyanobactéries.

iii. Le partenaire fongique

Celui-ci dépend tellement de l'algue qu'il est incapable de vivre à l'état libre. Il s'agit généralement d'un ascomycète, très rarement d'un basidiomycète.

Toutefois on peut remarquer que l'algue, contrairement au champignon, ne peut fructifier. Le champignon la cantonne dans un compartiment précis du lichen, la couche gonidiale et la limite à cet endroit-là. Est-ce vraiment une symbiose ou le champignon exploite-t-il son partenaire algal ? Voilà matière à débattre...

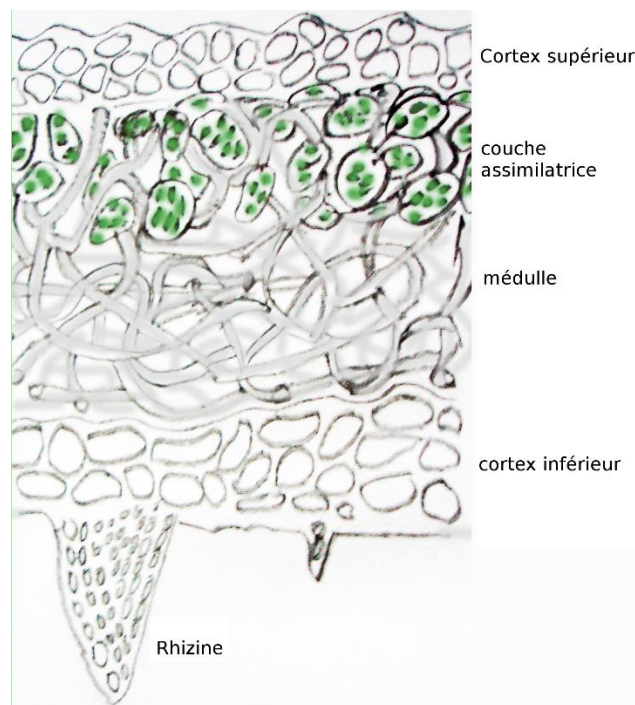


Figure 102. Coupe transversale d'un lichen hétéromère, où le partenaire chlorophyllien est cantonné dans une couche assimilatrice. Source : Wikipédia

D) Cortège fongique particulier : les aulnaies

Les aulnaies de la Forêt Domaniale d'Andigny sont de petites surfaces en bordure des cours d'eau. Les aulnes y poussent en raison de l'humidité permanente de ces fonds de vallons qui collectent les eaux de ruissellement et voient le niveau de l'eau varier considérablement selon les mois de l'année, entre l'assèchement complet et l'inondation des berges.

L'aulne apparaît comme l'espèce phare de ces milieux marécageux à la fois pauvres car l'eau entraîne les éléments nutritifs, et asphyxiques car l'oxygène est peu soluble dans l'eau.

Adapté à ce milieu, l'aulne – *Alnus glutinosa*, de la famille des *Betulaceae* – dispose d'un panel de symbioses qui l'assistent dans sa survie et son développement :

- Les **nodosités racinaires** : ce sont des renflements localisés des racines en forme de boules qui abritent un actinomycète ou « bactérie filamenteuse » du genre *Frankia*, fixatrice d'azote atmosphérique (à l'instar des *Rhizobium* des légumineuses). L'aulne peut donc pousser dans ce milieu pauvre en azote car approvisionné par ses *Frankia*.
- Les **endomycorhizes** avec des *Glomeromycota*. Elles permettent des échanges d'eau, de minéraux et de molécules organiques très efficaces, mais sont moins résistantes que les ectomycorhizes.
- Les **ectomycorhizes** : elles assistent l'aulne dans ce milieu très instable et nourrissent l'arbre, le rendant plus résistant aux oscillations de la nappe d'eau. Plusieurs espèces de « champignons supérieurs » ectomycorhiziens peuvent cohabiter avec le même arbre alors que ces Fungi ont des exigences différentes. Ceci permet une adaptabilité de l'arbre aux contraintes locales.

La multiplicité des compagnons symbiotiques de l'aulne fait de lui une espèce à part et pionnière des milieux marécageux. Le cortège fongique des aulnaies est particulier et spécifique, concernant aussi les saprotrophes et les parasites.

L'aulnaie qui a été le plus explorée est celle qui borde le ruisseau séparant les parcelles 62 et 69. J'y ai trouvé des champignons spécifiques de ces aulnaies, notamment mycorhiziens, même si toutes les espèces auxquelles on pouvait s'attendre n'étaient pas au rendez-vous.

Ont été trouvés : *Cortinarius delibutus*, *Russula pumila*, *Lactarius obscuratus*, *Lactarius lilacinus*, et plusieurs *Alnicola* (*A. citrinella*, *A. dubis*, *A. sphagneti*, *A. umbrina*).

Nous essaierons une interprétation plus spécifique dans la troisième partie car plusieurs de ces espèces sont des bioindicateurs.

III. LE CHAMPIGNON : SON ETUDE

La mycologie s'appuie sur 3 étapes fondamentales qui sont indissociables quand il s'agit d'étudier le vivant. Dans un premier temps, il faut caractériser et identifier clairement les organismes étudiés (taxinomie) pour ensuite pouvoir les nommer (nomenclature) et enfin les trier, ranger, classer au sein d'un système hiérarchisé (systématique).

A) La Taxinomie

La Taxinomie (de *taxis*, ordre et de *nomos*, règle/loi) est la discipline scientifique qui a pour objet de décrire et définir ces êtres vivants en les regroupant en entités appelées taxons. Il faut noter qu'un taxon est en lui-même une entité abstraite qui rassemble des individus partageant des caractères communs de toute nature. L'unité hiérarchique de base de la taxinomie est l'espèce, elle est définie traditionnellement comme un ensemble d'êtres vivants suffisamment semblables et en particulier capables d'échanger du matériel génétique en engendrant des descendants eux-mêmes interféconds. Lorsque plusieurs espèces, au taxon bien défini, ont également des points communs, on crée un autre taxon, de rang supérieur cette fois-ci (un genre par exemple) pour rassembler les premiers taxons définis (des espèces en l'occurrence). En procédant ainsi, on obtient une quantité de taxons organisée de façon pyramidale, une sorte de système de poupées russes qu'il convient d'organiser.

B) La Systématique

La Systématique est le prolongement de la taxinomie. C'est la science qui étudie les relations existant entre les taxons pour les ranger selon un ordre hiérarchique basé sur divers critères comme les degrés de parenté, les hypothèses phylogénétiques... C'est ainsi que des espèces appartiennent à des genres, eux-mêmes appartenant à des familles, elles-mêmes appartenant à des ordres... On peut dire que la systématique permet d'organiser l'emboîtement de nos poupées gigognes pour aboutir à une classification dont l'objectif est de se calquer sur ce qui s'est passé dans l'évolution au fil des temps géologiques.

Historiquement, la classification était basée sur l'observation de caractères accessibles, bien souvent morphologiques. Le premier système ainsi créé par le naturaliste suédois Carl Von Linné (1707-1778) en 1753 était néanmoins « artificiel » car il s'appuyait essentiellement, pour les champignons, sur l'observation des caractères macroscopiques du sporophore. Il s'est affiné au cours du temps à la suite des progrès réalisés dans les techniques d'observation, par exemple, l'invention du microscope puis l'essor de la biologie moléculaire.

Le développement de la génétique et de la biologie moléculaire a bouleversé la classification traditionnelle des taxons. Il se trouve en effet que des caractères communs à certains taxons ne sont la résultante que de convergences évolutives entre taxons non apparentés, ce qui fait apparaître le caractère « artificiel » de certains rapprochements établis par la seule observation morphologique. On peut citer en exemple l'hyménophore à lames, un caractère qui est en fait apparu 7 fois au cours de l'évolution.

Cette classification « artificielle » a donc été progressivement abandonnée, supplantée par ces nouvelles découvertes qui ont développé une classification « naturelle », qui vise à classer les taxons en fonction de leur parenté évolutive, donc par la phylogénie. Cette parenté, confirmée ou nouvellement établie, se traduit, mais pas toujours, par des caractères

observables concrètement. Cette approche phylogénétique ou cladistique a comme principe de rassembler en un même taxon, dit monophylétique, tous les taxons de rang inférieur à celui-ci qui descendent d'un même ancêtre commun.

La synthèse de ces deux approches permet ainsi de hiérarchiser les différents rangs taxinomiques, selon le code de nomenclature. On utilise un suffixe pour identifier clairement la position de chaque taxon au sein de cette hiérarchie. Voici, dans l'ordre d'importance décroissante, les rangs affiliés aux Fungi, en soulignant les **rangs principaux** et les *rangs intermédiaires* :

- **Division** : terminaison en -MYCOTA
- *Subdivision* : terminaison en -MYCOTINA
- **Classe** : terminaison en -MYCETES
- *Sous-classe* : terminaison en -MYCETIDAE
- **Ordre** : terminaison en -ALES
- *Sous-ordre*, terminaison en -INAE
- **Famille** : terminaison en -ACEAE
- *Sous-famille* terminaison en -OIDEAE
- *Tribu* : terminaison -EAE
- **Genre** : terminaison libre
- *Sous-genre*
- Section
- *Sous-section*
- Série
- *Sous-série*
- **Espèce** : binôme latin
- *Sous-espèce*
- Variété
- Forme

Remarque sur la subtile différence entre « variété » et « forme ».

Cette différence est l'objet de beaucoup de discussions car elle est laissée à l'entière appréciation du taxinomiste, décidant alors selon ses convictions personnelles. Toutefois il faut noter que la variété est plus importante que la forme. D'une part parce que la forme correspond à un extrême dans la nuance, parfois très subtile, d'une caractéristique donnée (exemple : la forme blanche de *Amanita citrina*) alors que la variété, qui présente un caractère différent du type de façon plus tranchée, est stable génétiquement et s'écarte donc plus du type que ne peut le faire la forme (exemple : la variété blanche de *Amanita phalloides*) ; en outre la variété peut fréquenter un habitat particulier, contrairement à la forme qui peut présenter la même écologie que le type. D'autre part parce qu'une espèce peut contenir plusieurs variétés et que ces mêmes variétés peuvent contenir des formes (exemple : *Tricholoma saponaceum* var. *squamosum* f. *ardosiacum* qui est une forme sombre de la variété squamuleuse du tricholome savonneux du fait qu'il a le pied garni de petites squames et que celles-ci sont très sombres, caractérisant ainsi un extrême de coloration). Mais cette imbrication hiérarchique n'est pas prise en compte par la Nomenclature qui ne rattache pas explicitement une forme à un taxon de rang variétal, mais à l'espèce directement. Ainsi l'espèce est nommée *Tricholoma saponaceum* f. *ardosiacum*.

C) La Nomenclature

La Nomenclature est la discipline consacrée aux règles strictes qui régissent la dénomination des taxons. Il y a donc une véritable législation qu'il faut s'efforcer de respecter pour sélectionner le nom le plus correct possible pour chacun de ces taxons. Pendant très longtemps, les champignons ont été régis par le Code International de Nomenclature Botanique (ICBN) jusqu'en 2011 où il a été remplacé par le Code International de Nomenclature des algues, des champignons et des plantes (ICN), connu aussi sous le nom de Code de Melbourne (le congrès ayant entériné ce code s'est tenu dans cette ville australienne). Ces codes successifs, constitués d'un ensemble de règles et de recommandations, sont modifiés et validés à chacun de ces congrès internationaux de botanique qui ont lieu tous les 6 ans dans le monde entier.

Il est important de distinguer règles et recommandations.

- Les règles ont une vocation contraignante qui visent à mettre de l'ordre dans la nomenclature. Il est obligatoire de les respecter.
- Les recommandations, même si elles ne sont pas contraignantes et traitent des points secondaires, destinés à assurer une homogénéité pour la nomenclature future, sont encouragées à être respectées. A terme elles pourraient devenir des règles.

À quoi cela sert-il? Du fait qu'au travers des siècles, une foule de noms a été créée pour nommer le même taxon, il fallait un outil pour aider les scientifiques à trancher dans ces synonymes pour choisir le nom officiellement reconnu. Cela implique d'imaginer et prévoir tous les cas de figures possibles pour anticiper et codifier cette démarche de telle façon qu'on puisse avoir des arguments pour parvenir à un consensus utilisable par tout le monde.

Voici quelques principes fondamentaux de ce Code :

- La nomenclature des algues, des champignons et des plantes est **indépendante des nomenclature zoologique et bactériologique**. Toutefois, elle s'applique à tous les noms de groupes taxinomiques considérés comme algues, champignons ou plantes qu'ils aient ou non été traités à l'origine comme tels : ce qui veut dire que les myxomycètes et phycomycètes sont toujours régis par l'ICN.
- L'application des noms de groupes taxinomiques est déterminée par la **méthode des types nomenclaturaux**. Tous les noms reconnus utilisables par le Code doivent être associés à un Type, c'est-à-dire, que pour une espèce, il faut lui sélectionner un spécimen physique, récolté et mis dans un herbier officiel consultable. On ne peut pas toucher physiquement une espèce, mais le type qui la représente.
- La nomenclature taxinomique est fondée sur la **priorité de publication**. Lorsqu'on a plusieurs synonymes possibles pour le même taxon, c'est le premier publié qui prime à niveau de validité égal.
- Chaque groupe taxinomique de délimitation, position ou rang donné ne peut porter qu'un **seul nom correct**, à savoir le plus ancien **en conformité avec les règles**.
- Les noms scientifiques des groupes taxinomiques sont traités comme **latins**, sans considération pour leur origine. Cela peut amener à latiniser des noms.
- Les principes de nomenclatures sont **retroactifs**, à moins d'être explicitement limités.

Tout cela démontre que pour changer de nom, il faut soit une connaissance plus profonde des faits, soit par l'évolution de la taxinomie et de la systématique, soit par la nécessité de remédier à un non-respect des règles. On peut entendre souvent des mycologues (moi le premier) se plaindre de ce changement intempestif de noms, mais c'est souvent parce qu'il y a une bonne raison.

Il arrive parfois que l'on tombe sur des problèmes insolubles. Même en lisant attentivement le Code, on ne peut trouver de solution. C'est uniquement dans ce cas-là, en l'absence d'une règle appropriée ou lorsque l'application d'une règle introduit un doute, que l'usage établi sera suivi. On définit par « usage établi » une marge de manœuvre pour des discussions sur des problématiques sans solution, liées à l'évolution de la taxinomie et de la systématique, dans le but d'arriver à un consensus qui fera loi.

Comment définit-on un nom pour un champignon ?

On ne peut pas donner à un vocable le terme de « nom » si celui-ci ne respecte pas le Code, il prend alors le nom de « désignation ». Le nom d'un taxon de rang inférieur au genre, constitué alors de la somme du nom du genre associé à une ou plusieurs épithètes spécifiques (soit l'espèce, soit l'espèce et sa variété ou forme) est appelé **Combinaison**, ce **système binomial** a été introduit par Carl Von Linné. Il peut arriver qu'il soit nécessaire d'utiliser deux épithètes dont la somme signifie quelque chose, pour que la formulation soit correcte vis-à-vis du Code, on ajoute un tiret entre des deux épithètes composés (exemples : *Hygrophorus leucophaeo-ilicis*, *Inocybe favrei-cavipes*, *Mycena flos-nivium...*). Le nom de genre doit être décliné au nominatif singulier et écrit avec une **majuscule** et le nom d'espèce, épithète décliné sous forme d'adjectif, est écrit en **minuscule**, tout cela en **latin** et en **italique**. Si ce n'est pas respecté, on parle alors de faute nomenclaturale. À la suite de ce binôme (en occultant les variétés et les formes), on ajoute les autorités c'est-à-dire les auteurs ayant participé à l'histoire nomenclaturale de ce taxon.

Le fait de définir une variété pour une espèce sous-entend qu'il existe une variété type, même si on ne l'écrit pas, on appelle cela un **Autonyme** (exemple : parce qu'il existe une variété blanche pour *Amanita phalloides*, il existe donc *Amanita phalloides* var. *phalloides* qui correspond à la variété type). Ces autonymes n'ont pas besoin d'être suivis de leurs noms d'auteur.

Il apparaît comme nécessaire, pour les taxons de rang infraspécifique tels que les variétés et les formes, de préciser le lien hiérarchique qui existe par rapport au nom de genre. Cela est important vis-à-vis des publications anciennes comme les ouvrages de Fries qui ne font pas cette précision. Par conséquent, on considère, de façon arbitraire, qu'il s'agit d'une variété du type.

Lorsque le nom de genre et le nom d'épithète sont identiques, on parle de **Tautonymes**. Ils sont proscrits par le Code. Cela est toutefois autorisé en zoologie comme le montrent les exemples des noms latins du renard, *Vulpes vulpes* ou du blaireau, *Meles meles*

Pour poursuivre la compréhension du Code, il faut aborder d'autres termes fondamentaux du vocabulaire. Ceux-ci sont souvent associés à des dates de prise d'effet fixées par ces mêmes congrès.

1) Les « Starting points » : les points de départ de la nomenclature

Cela implique qu'il existe une période antérieure à ces points de départ où la nomenclature actuelle ne s'applique pas. Toutefois cette date a été changée au fil des années. Pendant longtemps, cette date était fixée au 1^{er} janvier 1821, date de la publication d'un ouvrage majeur en mycologie, le premier tome du *Systema Mycologicum* de Fries. Tout ce qui avait été fait avant cette date était considéré comme n'ayant jamais existé mais dans un souci d'honnêteté, les auteurs faisaient tout de même apparaître ces descripteurs antérieurs à 1821 et véritables pères de l'espèce, qu'on qualifiait alors d'auteurs « Pré-Friesiens ». Ce piochage de taxons anciens, pour les revalider dans la période valide de la nomenclature se traduisait par la préposition « ex ». Exemple concret : *Agaricus decipiens* Pers., 1801 est devenu *Agaricus decipiens* Pers. ex Fr., 1821.

Mais lors du congrès de Sydney en 1981, ce starting point a été reculé au même starting point que celui des botanistes, et donc au 1^{er} mai 1753, date de la publication du *Species Plantarum* de Linné. Cela a eu pour conséquence d'exhumer ces anciens noms, potentiellement synonymes, antérieurs à 1821 avec la nécessité de reconsidérer tous ces noms qui n'étaient alors pas assujettis à la nomenclature, avec l'impact qu'auraient les synonymes vis-à-vis du principe d'ancienneté. Et donc pour notre exemple, *Agaricus decipiens* de Persoon est à présent valide (1801 est postérieur à 1753 !) et donc la préposition « ex Fr. » devient superflue. Mais du fait qu'il existe d'autres synonymes ou homonymes antérieurs à la combinaison de Persoon, *Agaricus decipiens* de l'allemand Carl Ludwig Willdenow (1765-1812) publié en 1778, et de par le principe de priorité, cette combinaison devient illégitime et donc non utilisable. Il faut remédier à cette instabilité nomenclaturale.

2) Le Sanctionnement : où comment protéger des noms habituellement usités du recul du starting point ?

Cette opération, qui n'a aucun lien avec une éventuelle punition du fait que ce terme vient de l'anglais « to sanction » qui signifie plutôt ratifier, a pour fonction de protéger des noms utilisés couramment du remplacement par des synonymes beaucoup plus anciens. Pour cela on a pris en compte des ouvrages majeurs traitant de certains groupes taxinomiques. Pour les Gastéromycetidae (qui n'existent plus aujourd'hui), les Charbons et les Rouilles (respectivement Ustilaginales et Uredinales, mais actuellement élevés au rang de subdivision), c'est l'ouvrage de Persoon, le *Synopsis Methodica Fungorum* (1801) qui sert de sanctionnement. Pour les restes des Fungi, les Ascomycètes et autres Basidiomycètes, ce sont les ouvrages de Fries qui sanctionnent : les trois volumes du *Systema Mycologicum* (1821, 1822-1823, 1829 ; 1832 (index), les volumes 2 et 3 ont été publiés en 2 parties) et les deux volumes du *Elenchus Fungorum* (1828). Ce sanctionnement se traduit dans la formulation typographique par le symbole « : », se traduisant alors en : Fr. ou : Pers. ; on ne peut pas trouver d'autre formulation que celles-ci. Et donc pour notre exemple *Agaricus decipiens* Pers., celui-ci va être sanctionné par Fries et s'écrit donc *Agaricus decipiens* Pers. : Fr. qui a été plus tard recombinaison en *Cortinarius decipiens* (Pers. : Fr.) Fr. ; 1838. Le nom est ainsi préservé malgré l'illégitimité historique de son basionyme.

3) Légitimité

On va définir la légitimité par son contraire : un nom illégitime veut dire qu'il existait un même nom désignant autre chose, un homonyme antérieur valide donc. Cette notion est donc liée au principe de priorité mais aussi au recul du starting point, et cela pose donc problème dans le cas où ce nom illégitime est inutilisable. Le Sanctionnement ne peut malheureusement pas

sauvegarder l'ensemble des noms concernés et l'on doit recourir à un autre procédé. Exemple concret : le mycologue anglais Worthington George Smith (1835-1917) a publié un *Agaricus decipiens* en 1869, sans s'apercevoir que ce binôme avait été créé par Willdenow et par Persoon (qui a été sanctionné) et donc cette nouvelle combinaison est illégitime. Mais avant que l'on fasse très attention aux règles de nomenclature, un autre mycologue anglais, Peter Darbishire Orton (1916-2005), qui comprenant ce que voulait décrire W. G. Smith, a compris qu'il s'agissait en réalité d'un gymnopile et fait donc la combinaison dans le genre *Gymnopilus* en 1960. On l'écrit alors *Gymnopilus decipiens* (W. G. Smith) P. D. Orton. Du fait que le basionyme est illégitime, cette nouvelle combinaison est en fait invalide ! Pour éviter de perdre un nom associé à un champignon que l'on connaît bien, ce qui risquerait de déstabiliser les mycologues, il faut sauver cette combinaison inutilisable. Le tour de passe-passe consiste à considérer le premier mycologue ayant refait une combinaison sur le basionyme de W. G. Smith comme étant en fait le père de l'espèce. Et donc, en observant attentivement la littérature scientifique, on découvre que le mycologue italien Pier Andrea Saccardo (1845-1920) a recombina ce basionyme illégitime dans le genre *Flammula* en 1887. Ainsi, pour sauver ce gymnopile, on a décidé que c'était Saccardo le « père » de cette espèce. Toutefois, dans un souci d'honnêteté et pour ne pas oublier le père originel de cette espèce, on fait apparaître le nom de W.G. Smith avec la « Flèche de Kuyper », du nom ce mycologue hollandais spécialiste de la nomenclature. Nous écrivons ainsi notre champignon *Gymnopilus decipiens* (W.G. Smith -> Saccardo) P.D. Orton.

Au sujet de ce principe de priorité, il faut noter, qu'en aucun cas, un nom ne peut avoir priorité à un rang qui n'est pas celui auquel il a été décrit. C'est-à-dire que si un taxon a été défini au rang de variété, la priorité de publication ne s'applique qu'au rang nomenclatural de variété.

Autre subtilité en matière de légitimité, il y a la règle du « one fungus, one name », un champignon ne peut porter qu'un seul nom correct. Cela est très important vis-à-vis de la forme anamorphe (asexuée) ou téléomorphe (sexuée) d'un champignon, tant chez les Ascomycètes que chez les Basidiomycètes. Autrefois, chacune de ces formes avait son propre nom, mais avec l'avancée des techniques d'observation, on a réalisé qu'il s'agissait de la même espèce, d'où le dépouillement des Deutéromycètes. Ainsi, on devrait appliquer le principe d'antériorité pour décider quel nom retenir. Toutefois, certains noms sont couramment utilisés dans des domaines autres que la mycologie (comme la phytopathologie...). Changer de nom pourrait perturber ces autres domaines. Et donc l'usage de ces noms donne la préférence pour un nom ou un autre, et ce en dépit du principe d'antériorité.

Exemple : *Nectria cinnabarina* et *Tubercularia vulgaris* sont l'anamorphe et la téléomorphe de la même espèce. Notons que le genre *Tubercularia* est le plus ancien et devrait donc être utilisé. Cependant, le genre *Nectria* est bien plus connu et plus usité que le genre *Tubercularia*. Donc le nom retenu est *Nectria cinnabarina*.

4) **La Publication effective**

Initialement, une publication, postérieure à la date du starting point, est effective si elle est distribuée via des revues imprimées, possédant donc un numéro ISSN, code à 8 chiffres de l'International Standard Serial Number servant à identifier les journaux, revues, magazines et périodiques de toute nature, destinés au public ou au moins accessibles dans les bibliothèques. Il est évident qu'il convient de publier dans une revue traitant de mycologie. Cette méthode de publication a été modifiée par le Code de Melbourne qui autorise désormais une publication effective par voie numérique sur support virtuel, pour peu qu'elle possède un numéro ISSN.

5) Le Protologue

C'est l'ensemble des informations associées à la publication initiale de tout taxon. Cela peut aller de la simple description, mais dans le cas des publications anciennes, ce ne peut être qu'une planche, une iconographie, un texte ou un dessin, ou parfois un ensemble plus complexe de ces informations. Ce qui veut dire qu'un protologue est un ensemble d'informations qui rend concrète une espèce proposée pour la première fois.

6) La Validité

Un nom, pour être valide, doit être conforme au Code mais doit en plus tenir compte des règles du Code en vigueur à ce moment-là lors de sa publication. Trois dates sont importantes : 1935, 1953 et 1958. Nous allons détailler les changements survenus à chacune de ces trois dates.

1935 : un nouveau taxon publié après cette date, pour qu'il soit valide, doit comporter une **diagnose** en latin. Une diagnose est une description scientifique, concise, résumant les caractéristiques de ce taxon. Il existe une recommandation pour les champignons parasites de toujours fournir l'hôte. Le Code de Melbourne a autorisé le fait que ces diagnoses puissent être rédigées en anglais.

1953 : il est obligatoire lors de la création d'une nouvelle combinaison (un changement de genre, de rang hiérarchique, la création de variété...) de citer de manière effective et explicite le **basionyme** c'est-à-dire le nom initial du taxon que l'on est en train de modifier. Cela a vocation de faciliter la compréhension du lecteur vis-à-vis de l'identité du taxon modifié. Si ce n'est pas le cas, la combinaison n'est pas valide.

De même, la notion de **nom alternatif** est interdite. Un nom alternatif survient quand l'auteur n'arrive pas à caractériser le rang hiérarchique du taxon et lui donne simultanément le rang d'espèce, de variété ou de forme : cela entraîne l'invalidité du taxon. Ce flou est observable dans les publications anciennes d'avant 1890 ; on y a remédié en décidant qu'elles décrivaient et nommaient des variétés.

Remarquons également que dans la littérature récente, comme les « Cortinaires du Dr. Henry », on ne peut savoir ni décider du rang hiérarchique du taxon, dans ce cas, tous les noms proposés sont alternatifs et par conséquent invalides.

1958 : pour nommer une nouvelle espèce, il est obligatoire de déposer explicitement, en même temps que la publication, un spécimen pourvu d'un numéro d'herbier, au sein d'un herbier officiel dont on précise l'identité et la localisation. Toutefois, avant 2007, on pouvait utiliser un élément du protologue pour typifier l'espèce. Après 2007, il est obligatoire de fournir un spécimen physique, un exsiccatum. Cela montre bien qu'un taxon est une entité abstraite qu'il faut manifester par le spécimen qui le caractérise au mieux, que l'on appelle le **type**. Le seul rang hiérarchique nomenclatural où l'on peut avoir un type est l'espèce. Si on doit décrire un genre nouveau, on choisit une espèce type de ce genre bien qu'elle ne puisse pas être physique, notamment pour les rangs taxinomiques supérieurs)

7) Les Types

Il en existe de toutes sortes dont 2 principaux.

Holotype : c'est le spécimen physique utilisé pour la description lors de la publication originelle.

Lectotype : pour se conformer au Code et au principe de la méthode des types, on peut typifier une espèce dont la publication date d'avant 1958 et qui est donc dépourvue de type. Pour cela on va choisir parmi le matériel originel, récolté par l'auteur et déterminateur de l'espèce, un spécimen physique qui deviendra alors la référence du taxon, le lectotype. Il faut être extrêmement prudent lors de cette opération risquée car il est écrit dans le Code que « les auteurs qui désignent les premiers un lectotype doivent être suivis », ce qui veut dire que ce type n'est pas contestable : s'ils commettent une erreur, elle n'est pas rattrapable (Cf. § sur *Lactarius romagnesii* dans les commentaires spécifiques).

8) La Conservation

Cette procédure a pour but de stabiliser la nomenclature. Sous certaines conditions, il est préférable de ne pas changer le nom d'un taxon largement connu car cette modification entraînerait des perturbations dans des domaines extérieurs à la mycologie (toxicologie, phytopathologie...). C'est au travers d'un dossier considérable, publié dans la revue spéciale « Taxon », que l'on peut argumenter le non-suivi des règles du Code pour conserver le nom habituel malgré sa non-conformité.

IV. LE CHAMPIGNON : SA CLASSIFICATION

Comme nous venons de le voir, la Systématique permet d'établir une classification hiérarchique des espèces fongiques dans le but d'organiser les connaissances acquises au cours de l'Histoire (le plus souvent des espèces les plus primitives vers les plus évoluées). Pendant longtemps la recherche s'est basée sur l'observation de caractères morphologiques observables à la fois macroscopiquement puis microscopiquement, des sporophores (type d'hyménophore, structure de la trame des lames, structure des basides...). Cette classification a été complètement bouleversée, remise en question et remaniée, avec les dernières avancées scientifiques.

En effet, il est nécessaire de prendre en considération les événements évolutifs qui se sont déroulés au fil des temps géologiques. La Systématique a pour but ultime de mettre en place un système de classification dit « naturel », c'est-à-dire qui s'approche de la réalité au travers des liens de parenté entre les espèces, de façon à retracer ce qui s'est réellement passé en termes d'évolution : quels sont les groupes ancestraux ? quels sont les groupes récents ? comment cela s'est-il différencié ? à quel moment ? quels sont les caractères qui sont apparus, ou ont au contraire disparu ? Tout cela a été grandement permis par l'essor de la biologie moléculaire, avec la création de lignées évolutives monophylétiques.

Hélas il faut comprendre qu'en mycologie, il existe un certain nombre de difficultés vis-à-vis de cette phylogénie.

D'une part parce qu'il existe beaucoup de convergences évolutives morphologiques. Une convergence pourrait être schématisée en disant « au même problème, les mêmes solutions ». Ainsi si on observe un oiseau et une chauve-souris, tous deux volent, pourtant ce sont deux animaux distincts, classés dans différents groupes. Et donc chez les champignons, les convergences évolutives sont monnaie courante. Le caractère « morphologie des lames », destiné à démultiplier la surface de production des spores est en fait apparu pas moins de sept fois au cours de l'évolution, et ce par convergence évolutive.

D'autre part, et c'est un handicap majeur, il n'existe que très peu de fossiles. Par rapport à la richesse paléontologique que l'on trouve en zoologie ou en botanique, la mycologie est vraiment réduite à une peau de chagrin. Pourquoi ? C'est très simple, le mycélium de taille microscopique disparaît tout simplement. Les sporophores, quant à eux sont trop mous pour



Figure 103. Article sur *Gondwanagaricites magnificus*. Source : Science & Vie n° 1199, Août 2017

1 milliard d'années

C'est l'âge du plus ancien champignon : *Ourasphaira giraldae*. Dans les falaises de l'Arctique canadien, datées de 900 millions à 1 milliard d'années, des paléobiologistes de l'université de Liège (Belgique) ont découvert des microfossiles de filaments et de sphères constituant le mycélium des champignons. Cette découverte repousse de 500 millions d'années l'apparition des premiers spécimens sur Terre! O.D.

Figure 104. Article sur *Ourasphaira giraldae*. Source : Science & Vie n°1222, Juillet 2019

posséder une texture assez rigide pour être fossilisés (sauf quelques polypores...) et perdurer à travers les millénaires jusqu'à nous. Ainsi la phylogénie ne peut pas recadrer son horloge moléculaire qui comptabilise les mutations et qui associe leur nombre à l'éloignement évolutif des lignées, sur la chronologie géologique qui replace les fossiles présentant ces mutations dans l'échelle des temps.

Il faut aussi considérer l'évolution des techniques d'approche, à savoir des yeux au microscope optique, puis au microscope à transmission (MET), puis au microscope à balayage (MEB), mais également s'ajoute la biologie (trophismes, croisement...), la chimie (enzymes, pigments, molécules produites...), puis la génétique et la biologie moléculaire (avec l'établissement de cladogrammes). Ces

nouvelles techniques, de plus en plus perfectionnées, ont affiné notre compréhension des champignons et ont donc fourni une multitude d'arguments pour signifier que le système de classification devenait de plus en plus bancal. D'où cette nécessité de revoir la systématique.

Tout cela a de terribles conséquences : en premier lieu, cela a abouti à l'exclusion de toute une série d'organismes qui n'étaient pas des Fungi (myxomycètes et phycomycètes) ; deuxièmement, cela a entraîné la séparation d'organismes sensiblement ressemblants macroscopiquement (pour ne pas dire identiques), qui formaient alors des groupes homogènes, dans des branches évolutives tout à fait distinctes, ou encore d'éclater et de dépouiller complètement certains groupes (comme les *Deuteromycota* et les *Gasteromycetidae* qui n'existent plus) ; enfin, cela a amené à effectuer des rapprochements absolument perturbants, déroutants même, d'espèces qui ont en fait une parenté génétique mais qui ne se ressemblent absolument pas. Je ne vous cache pas que certains liens établis par la biologie moléculaire sont parfois choquants, et vont très souvent perturber notre compréhension, anciennement simple, de la systématique fongique. Bien que cela ait apporté son lot de réponses en ce qui concernait certains groupes, cela a aussi révélé d'autres lacunes et des zones d'ombre dans d'autres groupes où il est finalement délicat d'établir une hiérarchie pour le moment...

Ainsi, cette chère classification traditionnelle est devenue obsolète, périmée, erronée au vu des nouvelles connaissances scientifiques... Et pourtant cette ancienne classification survit encore et toujours, et ce pour des raisons pédagogiques. En effet, cette classification purement morphologique reste pratique, relativement facile à expliquer, et à s'approprier.

C'est ainsi que s'est développée une Mycologie à deux vitesses, où il convient de « jongler » entre ces deux classifications, l'une pratique sur le terrain et l'autre plus proche de la vérité. D'un côté l'on acquiert des repères morphologiques pour maîtriser les groupes « conventionnels » de l'ancienne classification (qui permet encore d'aboutir à la détermination d'espèces !), et de l'autre il faut se tenir au courant de l'avancée des connaissances en phylogénie moléculaire pour resituer ces mêmes espèces dans l'évolution de la diversité au cours des temps géologiques.

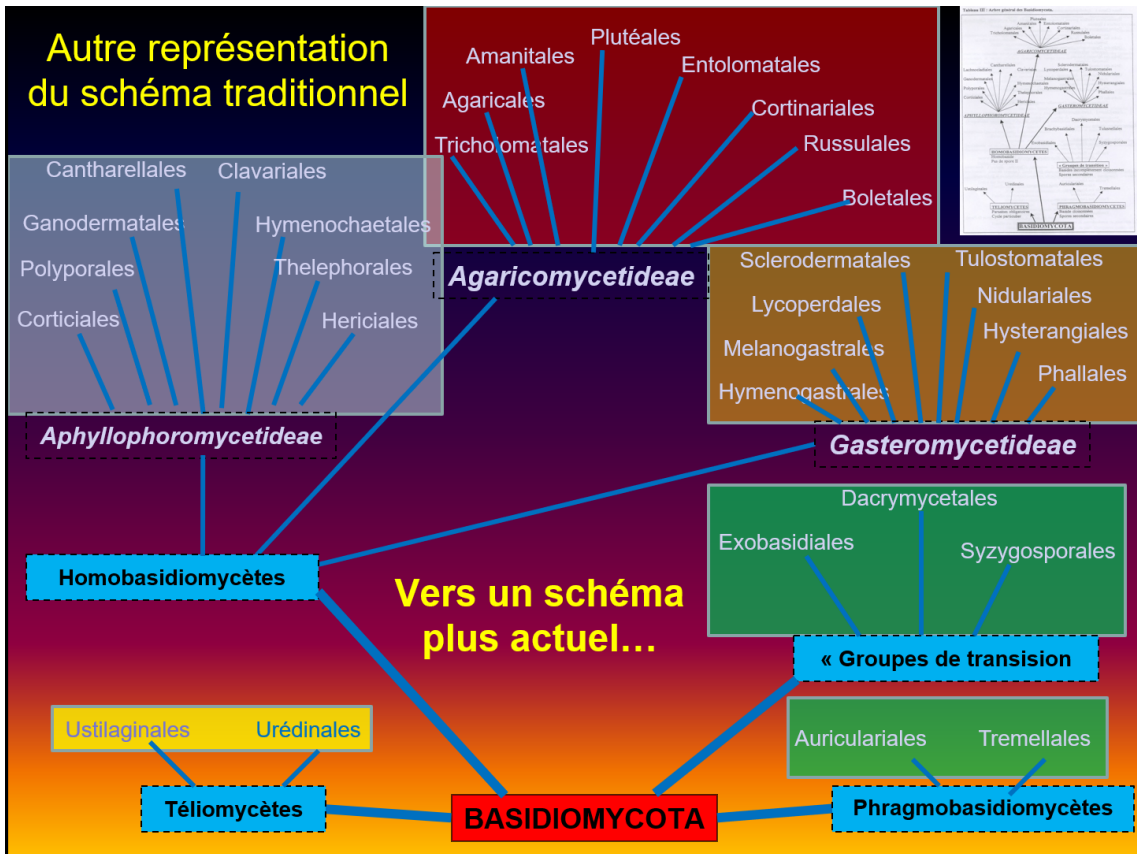


Figure 105. Schéma de la classification traditionnelle des Basidiomycota (jusqu'aux ordres). Source : DU de mycologie 2017, cours de Monsieur le professeur Régis Courtecuisse

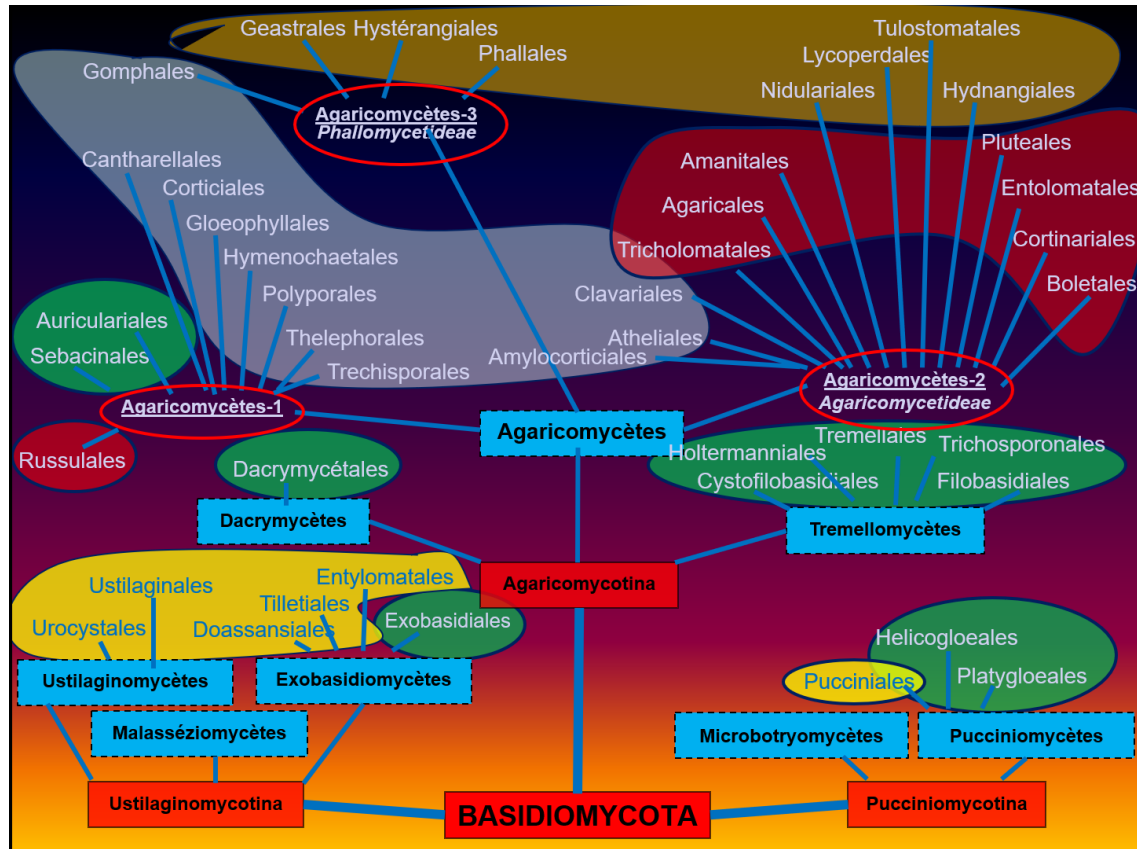


Figure 106. Schéma de la classification actuelle des Basidiomycota (jusqu'aux ordres). Source : DU de mycologie 2017, cours de Monsieur le professeur Régis Courtecuisse

Notons les formes en différents niveaux de couleur qui matérialisent les limites des sous-classes traditionnelles utilisées dans les deux schémas :

- En jaune : ex-Téliomycètes
- En vert : ex-Phragmobasidiomycètes et « Groupes de transition »
- En gris : ex-*Aphylophoromycetidae*
- En rouge : ex-*Agaricomycetidae*
- En marron : ex-*Gasteromycetidae*

On constate que la majorité des groupes ont été éclatés et réagencés au sein de nouvelles entités.

Alors quelle classification utiliser dans le cadre de cette thèse ?

La réponse est paradoxale car ce n'est ni l'une, ni l'autre. En effet, utiliser la classification purement morphologique serait une erreur scientifique, et utiliser la classification purement phylogénique serait un véritable casse-tête à aborder (d'autant plus qu'elle continue d'évoluer aujourd'hui !). Nous faisons donc le choix d'opter pour une classification qui va être un mélange des deux, telle qu'elle est présentée par Monsieur le Professeur Régis Courtecuisse, dans sa troisième édition du *Guide des champignons de France et d'Europe*, avec toutefois quelques précisions issues des enseignements du D.U. de Mycologie, prodigués au sein de la Faculté de Pharmacie de Lille.

Ainsi le règne des Fungi s'articule autour de cinq divisions principales :

- *Chytridiomycota*,
- *Zygomycota*,
- *Glomeromycota*,
- *Ascomycota*,
- *Basidiomycota*.

A) Les Chytridiomycota

Il s'agit de la division la plus archaïque, où l'on trouve des espèces aquatiques qui ont encore des spores uni-flagellées (remarquons que c'est la seule exception). C'est en quelque sorte la base évolutive des véritables Fungi.

Notons tout ce même comme espèce « phare » de cette division *Batrachochytridium dendrobatidis*. Découvert en 1999, ce champignon parasite est responsable d'une hécatombe d'envergure mondiale parmi les Batraciens. En effet il colonise la peau humide des grenouilles et des crapauds et sécrète, au fur et à mesure de son développement, une toxine qui tuera le batracien lorsque le champignon arrivera à maturité.

B) Les Zygomycota

Ce sont des champignons microscopiques dont le mycélium présente l'aspect d'un long tube à paroi chitineuse qui se trouve dépourvu de cloisons transversales. Ce tube appelé siphon est plurinucléé : on parlera de structure cœnocytiq. Les spores produites ne possèdent pas de flagelle. Le cycle de développement est essentiellement haploïde, la phase diploïde étant très courte.

On distingue la classe des *Zygomycetes*, qui n'a pratiquement pas recours dans la nature à la reproduction sexuée, et la classe des *Trichomycetes* qui l'emploie plus volontiers.

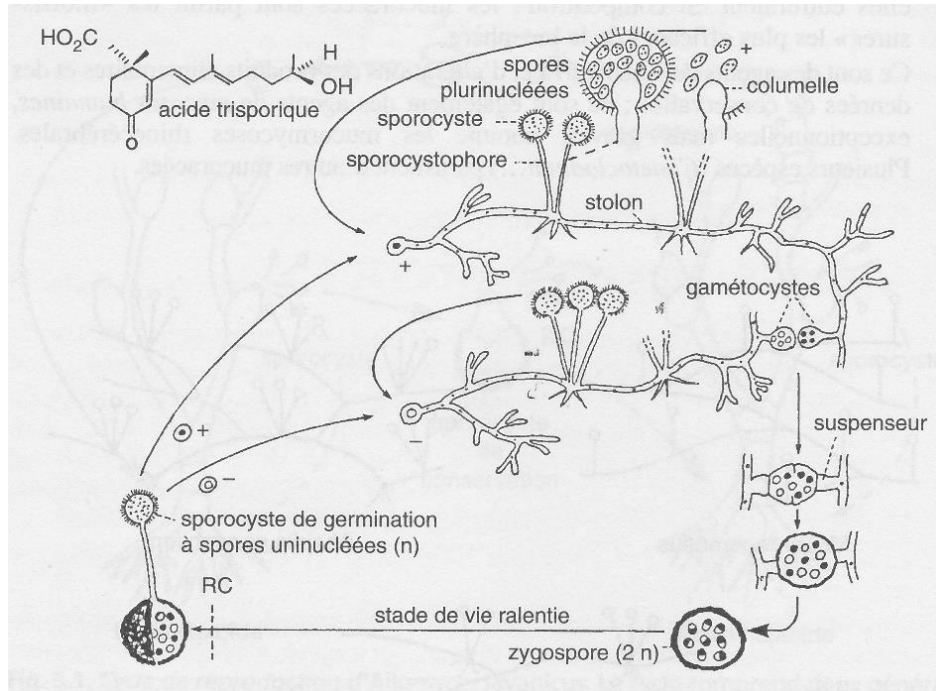


Figure 107. Cycle de vie de *Rhizopus nigricans*. Source : P. Bouchet et al., 2005.

Dans les *Zygomycetes*, l'ordre des *Mucorales* présente une grande importance pratique. En effet la famille des *Mucoraceae* (300 espèces environ) se présente comme de petites moisissures principalement saprotrophes, et très répandues dans l'environnement. Dans le sol, elles participent à la formation de l'humus. Elles ont également un impact dans la vie de l'Homme : altération des aliments et utilisation de leurs propriétés enzymatiques dans l'industrie. Enfin elles sont responsables de rares mycoses humaines, les zygomycoses.

Toujours dans les *Zygomycetes*, l'ordre des *Entomophthorales* comporte essentiellement des parasites de plantes ou d'animaux, dont certaines espèces sont employées dans la lutte biologique contre des insectes nuisibles.

C) Les Glomeromycota

Ce sont des champignons à mycélium siphonné n'ayant pas recours à la reproduction sexuée.

L'ordre des *Glomerales* compte environ 150 espèces vivant en symbiose avec les végétaux supérieurs (notamment les Graminées) en formant des endomycorhizes au niveau de leurs racines. La discrétion et la faible diversité de ce groupe contraste avec sa très grande importance fonctionnelle dans les écosystèmes.

D) Les Ascomycota

Les *Ascomycota* peuvent être définis de la manière suivante (Choi & Kim, 2017) : ce sont des champignons producteurs de dicaryons, dont les spores sont formées à l'intérieur de sporanges appelés asques, tapissant la surface supérieure des sporophores.

Ces champignons colonisent tous les milieux, ils sont ainsi saprotrophes, parasites ou symbiotiques. On en compterait plus de 150 000 espèces, dont seuls 45 000 seraient en fait décrits. La classification de cet ensemble immense repose sur la présence ou non d'ascome, de même que sur sa structure et son ontogénie quand elle existe, sur la structure et le mode d'ouverture de l'asque, par un opercule ou non.

Dans le schéma actuel de classification, on reconnaît trois subdivisions :

1) TAPHRINOMYCOTINA

Ce sont des parasites de végétaux supérieurs. Il n'y a pas d'ascome, leurs asques sont ordonnés en une monocouche régulière à la surface de leur hôte. Ces phytopathogènes sont à l'origine des déformations des feuilles et des branches que l'on peut observer sur des arbres fruitiers, comme la cloque du pêcher (*Taphrina deformans*) ou les balais de sorcière (*Taphrina cerasi*).

2) SACCHAROMYCOTINA

On y trouve les levures sexuées qui se développent dans les milieux sucrés. Leur impact dans la vie de l'Homme est indéniable puisque ce sont les agents de fermentation : on exploite leur capacité à transformer les sucres en alcool (avec un dégagement de CO₂) en condition anaérobie (en absence d'oxygène). Sans ces remarquables levures, nous n'aurions ni bière, ni vin, ni pain. La levure la plus connue est sans aucun doute *Saccharomyces cerevisiae*.

3) PEZIZOMYCOTINA

Le reste des *Ascomycota* est rassemblé ici. Tous ont la qualité de produire un sporophore plus ou moins visible, mais bien présent macroscopiquement. Remarquons que certaines classes ne sont pas très étudiées par les mycologues, nous les citerons brièvement.

a. Laboulbéniomycetes

Cette classe marginale comprend des parasites hyperspécialisés d'insecte et d'arthropodes. Ils sont tant spécialisés que ces champignons sont en fait étudiés par les entomologues (l'entomologie est la science étudiant les insectes) car il faut d'abord trouver la bestiole avant de pouvoir regarder ce qui pousse dessus...

b. Arthoniomycetes, Lecanoromycetes, Lichinomycetes

Ces trois classes regroupent les champignons lichénisés. Rappelons qu'un « lichen » est le produit d'une association symbiotique entre une algue (ou une cyanobactérie) et un champignon. Notons également que ces trois classes représentent 46% des *Ascomycota* (98% des champignons lichénisés sont des *Ascomycota*).

Bien que les lichens ne soient pas l'objet de cette thèse, j'ai eu l'occasion d'en récolter quelques-uns. Madame Chantal Van Halwyn a eu la gentillesse de les déterminer. Je les ferai figurer en annexe.

c. Eurotiomycetes

Correspondant aux anciens *Plectomycètes*, l'ascome est de type cléistothèce, une sphère close sans ostiole. À l'intérieur, les ascques ne sont pas ordonnés et donc ne forment pas d'hyménium. La plupart font partie de ces « Micromycètes ».

1. *Elaphomycetales*

Ce sont des champignons hypogés (se développant sous terre) de morphologie semblable à des truffes. La Truffe de cerf (*Elaphomyces granulatus*) est déterrée par les cervidés pour s'en nourrir.

2. *Onygenales*

On trouve ici des champignons peu sympathiques car parasites de l'homme ou des animaux. Ces dermatophytes (comme le genre *Trichophyton*) colonisent les phanères (poils, ongles, etc.) et occasionnent ainsi des teignes et bien d'autres mycoses.

3. *Eurotiales*

On y trouve la famille des *Eurotiaceae* dont ses membres ont un grand impact dans la vie de l'Homme, en bien comme en mal. En effet, ce sont des moisissures de type *Aspergillus* et *Penicillium*.

Pour l'impact négatif, citons les nombreuses moisissures qui dégradent les denrées alimentaires où ils peuvent parfois relarguer des aflatoxines (très dangereuses pour l'être humain). Pis encore certaines sont impliquées dans des infections opportunistes mortelles chez l'immunodéprimé (aspergillose pulmonaire).

L'impact positif de ces champignons est tout aussi considérable. En effet les *Penicillium* ont un rôle majeur dans la maturation des fromages (camembert, roquefort...) mais surtout, on leur doit la découverte, puis la production des premiers antibiotiques.



Figure 108. Production de pénicilline dans les années 1940, culture en surface dans des fioles de Roux. Source : <http://lesantibiotiques-lapenicilline.e-monsite.com/pages/i-la-fabrication-des-antibiotiques.html>

d. Dothideomycetes

Anciens « *Loculoascomycetidae* », l'ascome est ici de type périthèce, c'est-à-dire une sphère ou une bouteille s'ouvrant au sommet par un pore (l'ostiole) qui permettra la dissémination des spores. Les asques sont ordonnés en hyménium, à paroi complexe et pluristratifiée.

1. *Pleosporales*

Le genre *Periconia* est actuellement *incertae sedis* au sein de cet ordre.

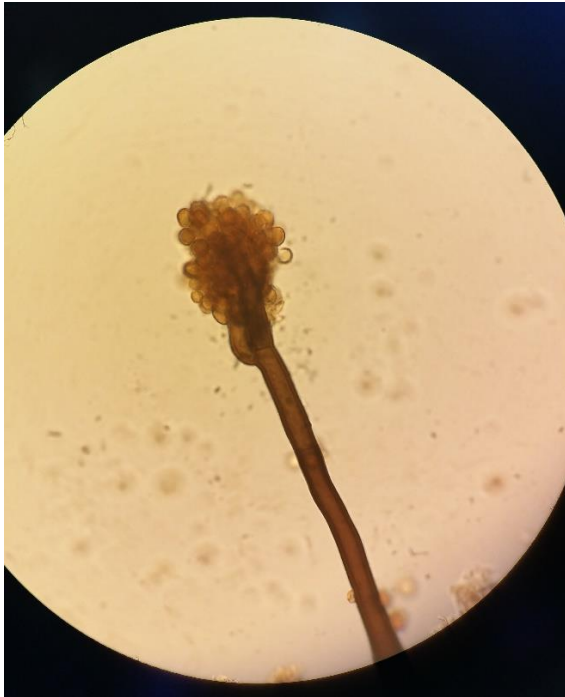


Figure 109. *Periconia minutissima*. Photo : G. Polese

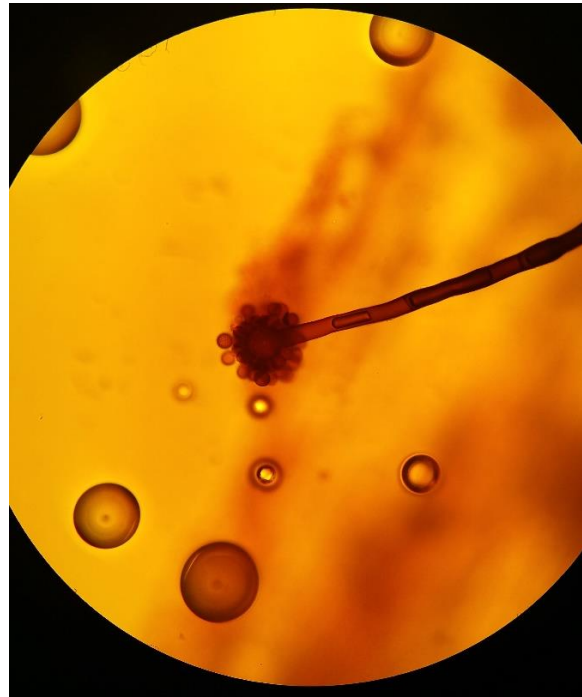


Figure 110. *Periconia cookei*. Photo : G. Polese

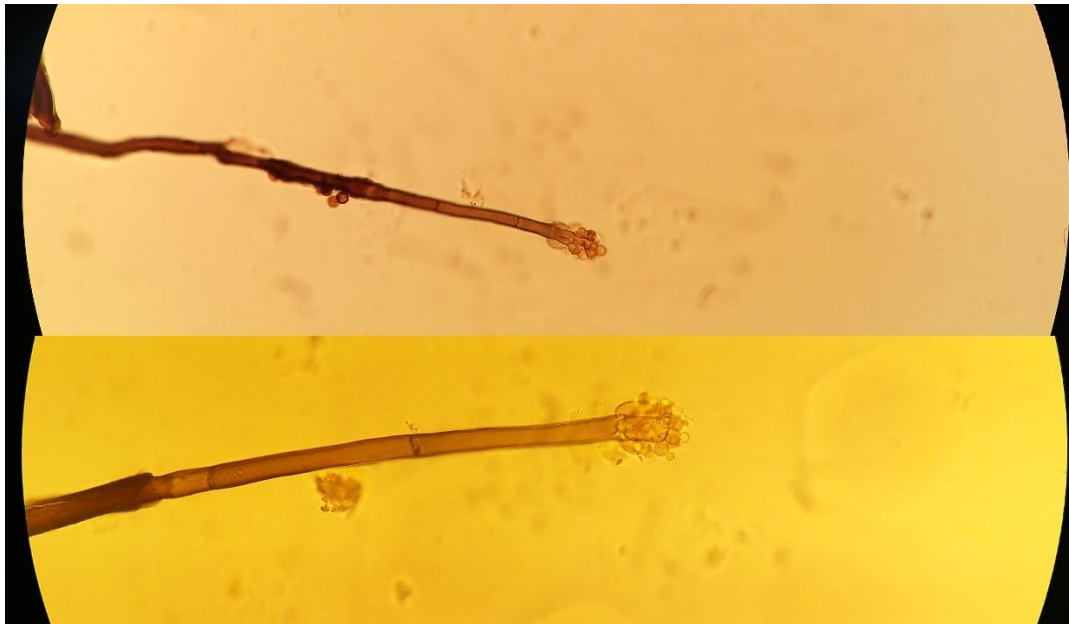


Figure 111. *Periconia byssoides*. Photos : G. Polese

i. Leptosphaeriaceae

Avec *Leptosphaeria acuta*, poussant sur les vieilles tiges d'ortie au printemps.

ii. Pleosporaceae

On y trouve le *Dendryphiella*, poussant sur tiges mortes d'orties.



Figure 112. *Dendryphiella vinosa*. Photo : G. Polesel

iii. Torulaceae

On y trouve les genres *Dendryphion* et *Torula*, poussant sur tiges mortes d'orties.

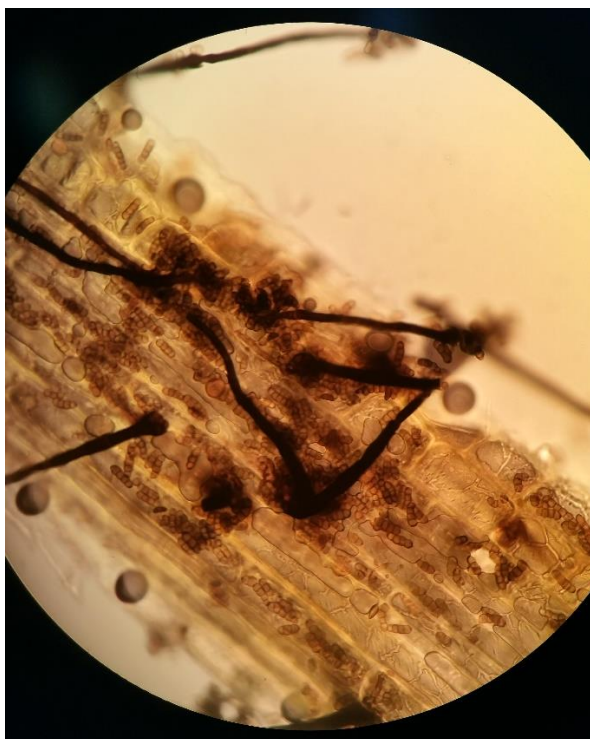


Figure 113. *Dendryphion comosum*. Photo : G. Polesel



Figure 114. *Dendryphion nanum*. Photo : G. Polesel

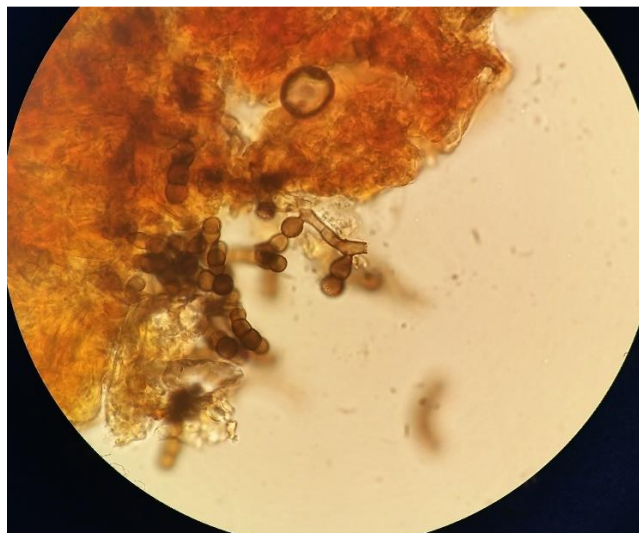


Figure 115. *Torula herbarum*. Photo : G. Polesel

2. *Acrospermales* (ordres *incertae sedis*)

Avec *Acrospermum compressum*, se présentant sous l'apparence de petite massue poussant fréquemment sur les tiges d'orties.

3. *Hysteriales*

Avec *Gloniopsis praelonga*.

4. *Dothideales*

Avec le genre *Leptospora* (*L. rubella*, sur tige d'ortie), actuellement *incertae sedis*.

e. *Sordariomycetes*

Cette classe recouvre quasiment tous les anciens « *Pyrenomycetidae* ». L'ascome est également de type périthèce, avec cette particularité que l'ascome peut réunir plusieurs périthèces en une même masse collective, le stroma.

1. *Ophiostomatales*

Notons ici le redoutable parasite de végétaux supérieurs, responsable de la Graphiose de l'Orme, *Ceratocystis ulmi*.

2. *Sordariales*

Avec le genre *Lasiosphaeria* (*Lasiosphaeriaceae*).



Figure 116. *Lasiosphaeria ovina*. Photo : G. Polesel

3. *Hypocreales* (incorporant *Clavicipitales* et *Diaporthales*)

Ce sont des saprotrophes ou des parasites qui font produire des périthèces de couleur sombre ou au contraire vivement colorés.

i. *Clavicipitaceae*

Elle comprend le genre *Claviceps* et son célèbre représentant *C. purpurea*, l'Ergot de seigle, dont nous détaillerons la toxicité dans la partie suivante.

ii. *Cordycipitaceae*

Cordyceps militaris leur appartient. Il parasite les larves d'insectes enterrées.



Figure 117. *Cordyceps militaris*. Photo : G. Polesel

iii. *Hypocreaceae*

Cette famille renferme notamment des parasites fungicoles comme *Hypomyces chrysospermus* (sur bolets), *Hypocrea pulvinata* (sur vieux polypores du bouleau). On y trouve également *Trichoderma citrinum* (anciennement *Hypocrea citrina*), saprotrophe de débris lignifiés divers.

iv. *Nectriaceae*

On y trouve le bien connu *Nectria cinnabarina* (et son anamorphe *Tubercularia vulgaris*)



Figure 118. *Nectria cinnabarina* (et son anamorphe). Photo : G. Polesel

On y trouve également *Cosmospora episphaeria*, parasite de *Diatrype stigma*.

4. Xylariales

On observe ici soit des périthèces isolés, soit réunis au sein d'un stroma. Celui-ci est très souvent sombre avec une consistance coriace (évoquant parfois un morceau de charbon).

i. Melogrammataceae

Avec *Melogramma campylospora*, sur bois mort.

ii. Diatrypaceae

Cette vaste famille rassemble des saprotrophes lignicoles. Citons juste les genres *Diatrype*, *Diatrypella*, *Eutypa*...

iii. Hypoxylaceae

On y compte les espèces suivantes : *Daldinia concentrica* (uniquement sur frêne), *Hypoxylon fragiforme*, *Jackrogersella multiformis* (sur bouleau)...



Figure 119. *Daldinia concentrica*. Dessin: G. Polese



Figure 120. *Hypoxylon fragiforme*. Dessin : G. Polesel



Figure 121. *Jackrogersella multiformis*. Dessin : G. Polesel

iv. *Xylariaceae*

Il s'agit d'une famille très singulière puisqu'on y trouve des espèces endophytes c'est-à-dire qui vivent dans la plante. On les a longtemps crus comme étant des saprotrophes (*Xylaria hypoxylon*, *X. polymorpha* et *X. longipes*...). Citons également les genres *Kretschmaria*, *Euepixylon* et *Nemania*.



Figure 122. *Xylaria hypoxylon*. Photo : G. Polesel

5. *Trichosphaeriales*

Avec *Helminthosphaeria clavariarum* (*Helminthosphaeriaceae*), parasite de *Clavulina* sp. Par exemple, *Clavulina coralloides*, lorsqu'elle est parasitée, prends une teinte grise ; en observant à la loupe, on peut observer le sommet des périthèces émergant du basidiome, le constellant alors de « points noirs ».

f. *Orbiliomycetes*

Cette ancienne famille des *Orbiliaceae* regroupe des petits « Discomycètes inoperculés » d'allure et de consistance cireuse, quasi translucide. On peut observer au microscope des paraphyses à l'apex renflé ou capité. Je me dois d'avouer que ces « micromycètes » (notamment le genre *Orbilina*) sont extrêmement difficiles à identifier.



Figure 123. *Orbilina* sp. Photo : G. Polesel

g. *Leotiomycetes*

On regroupe dans cette classe la plupart des « Discomycètes inoperculés » (nom donné du fait que l'asque ne s'ouvre pas par un opercule mais par un fin orifice apical). L'ascome ici est une apothécie, c'est-à-dire une sorte de coupe ou de disque, monté ou non sur un pied, et dont l'intérieur est tapissé par les asques, organisés en hyménium.

1. *Erysiphales*

Un rapprochement phylogénétique très étrange puisqu'au sein de cet ordre, l'ascome est en fait un cléistothèce. Ce sont des parasites de végétaux supérieurs, communément appelés oïdiums (du nom de leur anamorphe). Citons *Sphaerotheca pannosa* que l'on trouve sur les rosiers, *Microsphaeria alphitoides* sur feuilles de chêne, ou *Sawadaea bicornis* sur feuilles d'érable.

2. *Rhytismatales* (ou *Phacidiales*)

Ce sont également des parasites. Leurs apothécies sont réunies dans un stroma souvent noir qui est immergé dans les tissus de l'hôte (ou reste superficiel). C'est le cas de *Rhytisma acerinum*, formant ces taches noires que l'on trouve fréquemment sur les érables.



Figure 124. *Rhytisma acerinum*. Photo : G. Polese

3. *Ostropales*.

Avec *Stictis stellata*, sur tiges mortes.

4. *Helotiales* (ou *Leotiales*)

Il s'agit de l'ordre le plus important, il est divisé en une multitude de familles :

i. *Sclerotiniaceae*

Avec *Dumontinia tuberosa*, qui développe ses apothécies sur un sclérote (ou sur le tissu modifié de son hôte), l'Anémone sylvie (*Anemone nemorosa*). Citons également *Ciboria batschiana*, poussant sur des glands pourris.



Figure 125. *Ciboria batschiana*. Photo : G. Polese

ii. Rutstroemiaceae

Famille séparée des *Sclerotiniaceae*, avec les genres *Rutstroemia* et *Lanzia*.



Figure 126. *Lanzia echinophila*. Photo : G. Polesel

iii. Hyaloscyphaceae

Caractérisé par un excipulum (la couche la plus externe de l'apothécie) garni de poils différenciés, comme *Dasyscyphella nivea*.



Figure 127. *Dasyscyphella nivea*. Photo : G. Polesel

iv. Lachnaceae

Famille issue des *Hyaloscyphaceae*, on y trouve le genre *Lachnum* (ex-*Dasyscyphus*).

v. Dermateaceae

L'excipulum est ici une structure de cellules isodiamétriques. Notons le genre *Mollisia* qui, je l'ai éprouvé, est un genre extrêmement difficile à déterminer...



Figure 128. *Mollisia* sp. Photo : G. Polesel

vi. Geoglossaceae

Une exception où l'apothécie n'est plus discoïde mais clavée, presque clavarioïde. L'espèce la plus connue est *Geoglossum cookeianum*, poussant parmi les mousses et les graminées du littoral.

vii. Leotiaceae (= Helotiaceae)

L'excipulum ici est banal, à cellule couchées. Citons *Leotia lubrica* et *Cudoniella acicularis* où l'apothécie est retroussée et longuement portée par un pied.



Figure 129. *Leotia lubrica*. Photo : G. Polesel

Cette très vaste famille contient également les genres suivants : *Ascocoryne*, *Ascotremella*, *Bisporella*, *Crocicreas*, *Hymenoscyphus*, *Ombrophila*.



Figure 130. *Ascocoryne sarcoides*. Dessin : G. Polese



Figure 131. *Cudoniella acicularis*. Dessin : G. Polese



Figure 132. *Hymenoscyphus umbilicatus*. Dessin : G. Polese

viii. Bulgariaceae

Représenté par la très caractéristique *Bulgaria inquinans* qui ne pousse que sur le bois de chêne. Par contre, je préviens, elle est très salissante...



Figure 133. *Bulgaria inquinans*. Photo : G. Polesel

ix. Chlorociboriaceae

Citons la remarquable *Chlorociboria aeruginascens*, qui colore son substrat ligneux d'un bleu-vert canard si caractéristique.



Figure 134. *Chlorociboria aeruginascens*. Dessin : G. Polesel

h. Pezizomycetes

Bien qu'elle soit amputée des *Cyttariales* (ordre intégré aujourd'hui au *Leotiomycètes*), cette classe comprend presque intégralement les « Discomycètes operculés ». L'ascome est ici une apothécie, où les asques sont ordonnés en hyménium. Remarquons que ces asques possèdent un opercule, une sorte de couvercle apical qui s'ouvrira pour laisser échapper les spores matures.

La systématique est assez complexe et repose sur toute une série de caractères morphologiques macro et microscopiques : type d'ascome, type d'asque, structure de l'excipulum, réaction des asques à l'iode (bleuissement ou non de l'apex), nature chimique des pigments (caroténoïdes...), etc. Quoi qu'il en soit, cette classe renferme à la fois des « macromycètes » (parfois très recherchés comme les morilles) et des « micromycètes ».

5. *Pezizales*

C'est le seul et unique ordre européen ! On n'en distingue toutefois pas moins de treize familles, réparties en deux sous-ordres :

➤ *Sarcoscyphinae*

i. *Sarcoscyphaceae*

L'espèce phare est la Pézize écarlate, *Sarcoscypha coccinea*, qui est habituellement hivernale, parfois printanière.

➤ *Pezizinae*

i. *Morchellaceae*

L'ascome est ici complexe, non discoïde mais possède un pied surmonté d'une masse alvéolaire plus ou moins arrondie ou conique. Les asques ne réagissent pas à l'iode. Les spores sont dépourvues de guttules (inclusions lipidiques prenant l'aspect de gouttes) internes, mais portent des petites gouttes apicales externes. On y range les morilles, très recherchées pour leurs qualités culinaires mais qui doivent être cuites pour être comestibles.

Remarque : la parution prochaine de l'ouvrage de M. Philippe Clowez & M. Pierre-Arthur Moreau, consacré aux morilles devrait nous apporter un nouvel éclairage quant à la taxonomie floue de cette famille.

ii. *Helvellaceae*

L'ascome est ici stipité (porté par un pied) et de morphologie allant d'un disque soit retroussé et plissé (donnant un aspect cérébriforme), soit en forme de selle. Les asques ne réagissent pas à l'iode. Les spores possèdent deux guttules internes. Citons comme exemple la fréquente mais non moins belle *Helvella crispa*.



Figure 135. *Helvella crispa*. Dessin : G. Polesel

iii. Pezizaceae

L'apothécie est de morphologie classiquement discoïde. Les asques réagissent à l'iode en bleuisant. Citons comme genres : *Peziza*, *Adelphella* (ex-*Pachyella*)



Figure 136. *Peziza limneae*. Photo : G. Polesel



Figure 137. *Adelphella babingtonii*. Photo : G. Polesel

iv. Otideaceae

Très proche des *Pezizaceae*, l'ascome, parfois courtement stipité, a la particularité de prendre la forme d'une oreille fendue, comme le montre *Otidea onotica*.



Figure 138. *Otidea onotica*. Dessin : G. Polese

v. Aleuriaceae

Les apothécies sont vivement colorées (orange, rouge...) du fait de la présence des caroténoïdes. On peut citer la Pézize orangée, *Aleuria aurantia*.



Figure 139. *Aleuria aurantia*. Dessin : G. Polese

vi. Pyronemataceae

Cette famille referme la majorité des espèces restantes. On peut toutefois citer le genre *Scutellinia*, caractérisé par des poils marginaux de l'apothécie qui sont tout à fait remarquables.



Figure 140. *Scutellinia* sp. Photo : G. Polese

vii. Tuberaceae (et Terfeziaceae)

Dernière famille parmi les Ascomycètes, elle correspondait autrefois à l'ordre des *Tuberales*. Les champignons ont ici opté, au cours de l'évolution, pour un mode de vie complètement différents du reste des champignons, à savoir un mode de vie hypogée. Ils constituent un groupe « à part » qui se développe et se reproduit sous terre. Pour pouvoir se disséminer, ils attirent les animaux à l'aide de molécules chimiques semblables à des phéromones pour être excavés, ingérés puis disséminés dans l'environnement via les fèces. La Truffe noire du Périgord, *Tuber melanosporum*, le comestible réputé, très recherché, et probablement le plus onéreux, appartient à cette famille.

E) Les Basidiomycota

Les *Basidiomycota* peuvent être définis de la manière suivante (Choi & Kim, 2017) : ce sont des champignons producteurs de dicaryons, dont les spores sont formées à l'extérieur de sporanges appelés basides, à l'extrémité de stérigmates.

1) USTILAGOMYCOTINA

Cette subdivision rassemble essentiellement des parasites obligatoires de végétaux supérieurs, notamment les « charbons ». Ils constituent ainsi un groupe d'environ un millier d'espèces, parasitant surtout les *Poaceae* (anciennement Graminacées), ainsi que des *Cyperaceae*. Leur cycle de vie est complexe, faisant alors intervenir différents stades. Leur impact en agroalimentaire (surtout pour les cultures céréalières) est évident.

a. Ustilagomycetes

Ce sont les charbons classiques, répartis entre les *Urocystales* et les *Ustilaginales*

b. Exobasidiomycetes

On y inclut d'autres charbons, partagés entre les *Tilletiales*, les *Doassansiales* et les *Entylomatales*.

Toutefois on peut noter l'incorporation des *Exobasidiales* (autrefois rangées parmi le bouquet des « groupes de transition »), et qui comprend des parasites d'*Ericaceae* induisant des déformations foliaires et des cloques.

c. Malasseziomycetes

Ce sont des saprotrophes ou des parasites légers de la peau humaine. Le *Pityriasis versicolor*, est fréquemment responsable de desquamations et de rougeurs au visage.

2) PUCCINIOMYCOTINA

Cette subdivision rassemble également des parasites obligatoires de végétaux supérieurs, notamment les « rouilles ». Ce groupe traditionnel compte 10 000 espèces environ, parasitant surtout les organes végétatifs de fougères et de phanérogames. Leur cycle de vie est encore plus complexe que chez les charbons.

a. Atractiellomycetes

On y trouve le très particulier *Phleogena faginea* dans la famille des *Phleogenaceae*, ordre des *Atractiellales*.



Figure 141. *Phleogena faginea*. Dessin : G. Polesel

b. Pucciniomycetes

On y trouve les rouilles classiques, rangées dans les *Pucciniales*, comme *Phragmidium violaceum*, dans la famille des *Phragmidiaceae* (parasite de ronces).

3) AGARICOMYCOTINA

On rassemble ici le reste des basidiomycètes, quel que soit le type de baside. C'est ici que les surprises sont les plus nombreuses par rapport à la phylogénie, et ce, à tous les niveaux de la classification... Prenez deux aspirines et un calmant... et vous pourrez commencer à lire.

a. Dacrymycetes

Les basides sont ici incomplètement cloisonnées en long. Les espèces ont une morphologie variable (résupinée, pustuleuse, clavarioïde...) mais ont toutes un aspect gélatineux. Citons en exemple *Calocera viscosa* (sur conifère), *Calocera cornea* (sur feuillu), ainsi que *Dacrymyces stillatus* (tous trois faisant partie de la famille des *Dacrymycetaceae*).



Figure 142. *Dacrymyces stillatus*. Photo : G. Polesel



Figure 143. *Calocera viscosa*. Dessin : G. Polese

b. Tremellomycetes

1. Tremellales

Cet ordre, autrefois faisant partie des « Phragmobasidiomycètes », est probablement le plus connu de cette classe avec la famille des *Tremellaceae*, où les basides sont cloisonnées longitudinalement. Citons comme exemple *Tremella mesenterica* et *Tremella frondosa* (qui actuellement est en fait *Phaeotremella*, dans la famille des *Phaeotremellaceae*).



Figure 144. *Tremella mesenterica*. Dessin : G. Polese



Figure 145. *Phaeotremella frondosa*. Dessin : G. Polese

c. Agaricomycetes

Ici, deux sous-classes sont assez bien identifiées ; la troisième, qui comporte tout de même des ordres importants pour les champignons, a besoin d'études complémentaires pour pouvoir être rangée correctement...

➤ Agaricomycetidae « incertae sedis »

Pour le moment ces ordres ne parviennent pas à être reliés à des lignées distinctes, avec des articulations évolutives ou génétiques claires. Nous nous contenterons d'en faire une simple liste.

Issus des « Phragmobasidiomycetes » (basides cloisonnées et production de spores secondaires)

1. *Auriculariales*

Les basides sont cloisonnées transversalement. L'espèce la plus connue du genre est *Auricularia auricula-judae*, l'Oreille de Judas (famille des *Auriculariaceae*).

Notons également *Exidia gladiosa* (famille des *Exidiaceae*).z

2. *Sebacinales*

Les basides sont dites tremelloïdes (cloisonnées en long). Il a été mis en évidence que le genre *Sebacina* développait des mycorrhizes particulières avec les végétaux supérieurs.

Issus des *Aphylophoromycetidae* (les membres sont donc traditionnellement dépourvus de lamelles).

1. *Cantharellales*

Habituellement cet ensemble est considéré comme une préfiguration des groupes typiquement lamellés par l'apparition de plis hyméniaux. Les *Gomphaceae* en ont été exclues et élevées au rang d'ordre dans les *Phallomycetideae*. On y trouve des espèces cantharelloïdes, craterelloïdes, mais aussi hydnoïdes, clavarioïdes. Le point commun entre toutes ces familles est en fait l'orientation transversale de la division nucléaire au sein de la baside (on parle alors de stichobasides).

i. *Botryobasidiaceae*

Avec *Botryobasidium subcoronatum*, à morphologie corticioïde.

ii. *Cantharellaceae*

Leur morphologie est cantharello-craterelloïde. Le genre *Craterellus* a une chair souvent fine et un pied vite creux. Le genre *Cantharellus* est plus charnu et a le pied plein. Remarquons que le dessous du chapeau se voit doter des premiers plis hyméniaux.



Figure 146. *Craterellus sinuosus*. Dessin : G. Polese



Figure 147. *Craterellus tubaeformis*. Dessin : G. Polese

iii. Hydnaceae

De morphologie hydnoïde, leur représentant est le genre *Hydnum* dont l'hyménophore est aculéolé, c'est-à-dire en forme d'aiguillons.



Figure 148. *Hydnum repandum*. Dessin : G. Polese

Notons que ces deux familles ont été réunies en une seule par la phylogénie.

iv. Clavulinaceae.

De morphologie clavarioïde, ayant des basides bisporiques, ce sont des espèces mycorrhiziques. Citons le genre *Clavulina*.



Figure 149. *Clavulina cristata*. Dessin : G. Polese



Figure 150. *Clavulina rugosa*. Dessin : G. Polese

2. *Corticiales*

Le sporophore (ou basidiome) est ici étalé sur son substrat, on le qualifie de résupiné (bien qu'il puisse parfois y avoir une « amorce » de chapeau). L'hyménophore est très souvent lisse. Les espèces sont souvent qualifiées de « croûtes » du fait de cette morphologie peu avenante à l'œil nu. Toutefois, c'est une toute autre vision que ces champignons nous offrent sous un microscope. En effet, chez de nombreuses espèces, les cystides (cellules stériles) sont absolument remarquables et sont d'ailleurs des éléments clé dans les déterminations.

3. *Gloeophyllales*

Cet ordre est constitué principalement de polypores, aux tubes parfois lamelliformes. La principale famille est celle des *Gloeophyllaceae* avec *Gloeophyllum sepiarium*. Cette famille renferme toutefois des espèces lamellées comme l'illustre le genre *Neolentinus* (autrefois rangé dans la famille des *Pleurotaceae*).



Figure 151. *Neolentinus degener*, trouvé par Monsieur Christophe Lécuru. Photo : G. Polese

4. *Hymenochaetales*

Cet ordre est caractérisé par la présence de soies remarquables, brunes et à paroi épaisse. Cependant cet ordre est morphologiquement hétérogène :

i. *Hymenochaetaceae*

Morphologie corticioïde (*Hymenochaete tabacina*)

ii. *Phellinaceae*

Morphologie polyporoïde avec les genres *Inonotus*, *Pseudoinonotus*, *Inocutis*, *Phellinus* et *Fuscoporia*. (Actuellement cette famille a été incluse dans les *Hymenochaetaceae*)

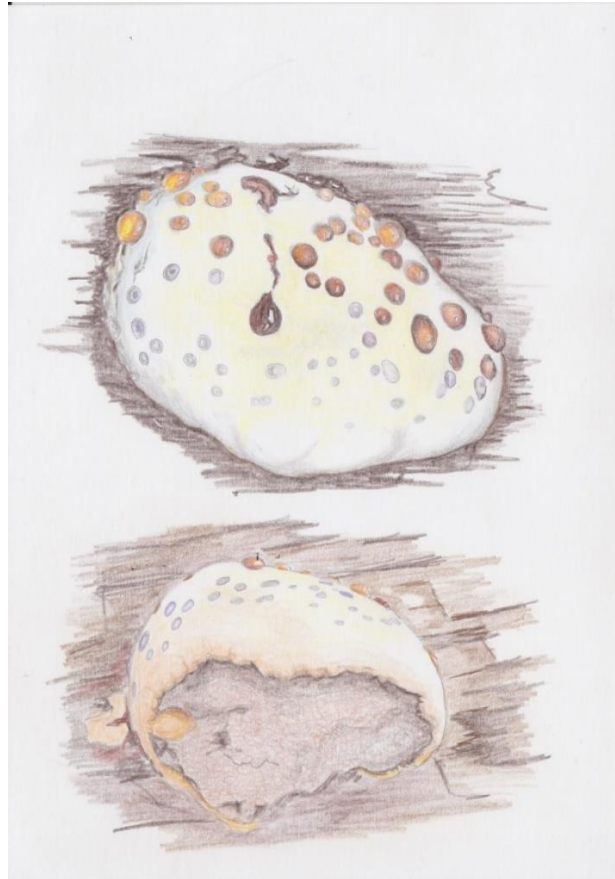


Figure 152. *Pseudoinonotus dryadeus*. Dessin : G. Polesel

iii. *Coltriciaceae*

Morphologie également polyporoïde avec le genre *Coltricia*.

iv. Les « particuliers »

Des genres lamellés ont été intégrés à la suite des derniers remaniements, à savoir : *Rickenella* et *Loreleia* (famille des *Rickenellaceae*). Il en est de même pour le genre *Schizopora* (*Schizoporaceae*) à morphologie corticioïde et à spores hyalines tout comme le genre *Hyphodontia* (*Hyphodontiaceae*).



Figure 153. *Rickenella fibula*. Dessin : G. Polesel

5. Polyporales

C'est un ordre très vaste où la structure des sporophores est le plus souvent di- ou trimitique, rarement monomitique. La sporée est blanche ou très pâle. La morphologie du sporophore y est très hétérogène: résupiné ou dimidié, parfois épaissi en sabot ou en console, parfois mince en éventail, ou encore stipité et presque boletoïde... Toutefois la consistance de la chair est toujours coriace, et les tubes ne sont jamais séparables de la chair.

i. Familles corticioides :

- *Irpicaceae* avec *Byssomerulius corium* (anciennement *Meruliopsis*),
- *Hyphodermataceae* avec *Lyomyces sambuci* (anciennement *Hyphoderma*),
- *Phanerochaetaceae* avec *Phanerochaete sordida*,
- *Meruliaceae* avec les genre *Phlebia*, *Merulius*, *Cerocorticium*, *Scopuloides*, *Bulbillomyces*...



Figure 154. *Phlebia merismodes*. Photo : G. Polesel

ii. Familles polyporoïdes :

- *Bjerkanderaceae* avec le genre *Bjerkandera* (*B. adusta* et *B. fumosa*)
- *Coriolaceae* avec le genre *Trametes* et *Lenzites* (aujourd'hui synonymisé à *Trametes*)

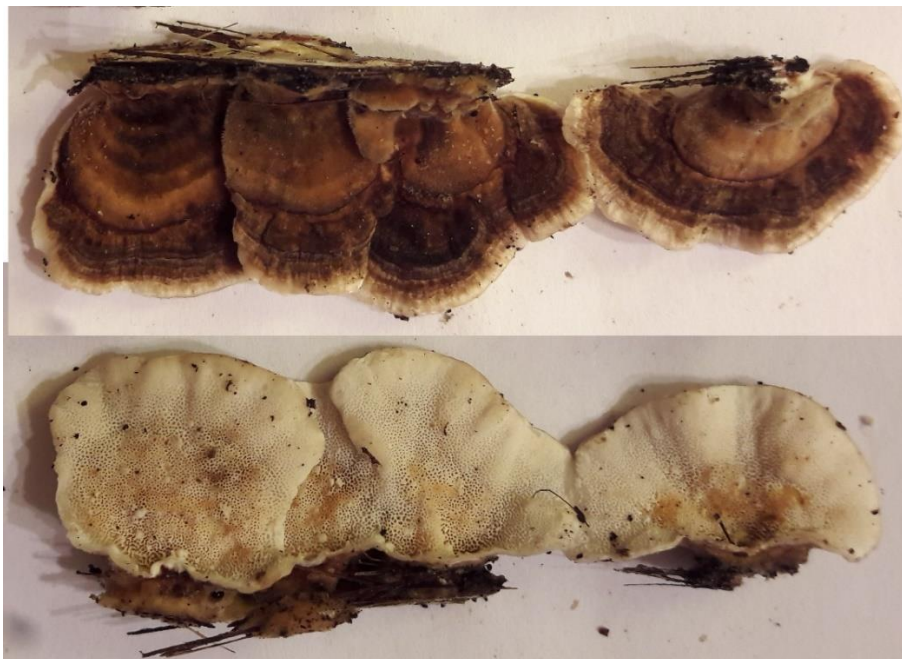


Figure 155. *Trametes versicolor*. Photos : G. Polese

- *Fomitaceae*, avec les genres *Fomes*, *Daedaleopsis*



Figure 156. *Fomes fomentarius*. Dessin : G. Polese

- *Fomitopsidaceae*, avec les genres *Fomitopsis* et *Postia*



Figure 157. *Fomitopsis pinicola*. Dessin : G. Polese

- *Ganodermataceae* (anciennement un ordre), caractérisé par la présence d'un « vernis » sur la surface supérieure du sporophore, ainsi que par des endospores spinuleuses ou verruqueuses, avec le genre *Ganoderma*.



Figure 158. *Ganoderma lipsiense*. Photos : G. Polese

Remarque : l'identification de *Ganoderma lipsiense* est facilitée par la présence d'une gale (les protubérance sur l'hyménophore) dû à *Agathomyia wankowiczii*.

- *Grifolaceae* avec *Grifola frondosa*



Figure 159. *Grifola frondosa*. Photo : G. frondosa

- *Hapalopilaceae*, avec *Hapalopilus rutilans*
- *Ischnodermataceae* avec *Ischnoderma benzoinum*



Figure 160. *Ischnoderma benzoinum* . Dessin: G. Polesel

- *Meripilaceae*, avec les genres *Meripilus*, *Physisporinus*



Figure 161. *Meripilus giganteus*. Dessin : G. Polesel

- *Podoscyphaceae* avec *Abortiporus biennis*
- *Polyporaceae*, avec les genres *Polyporus* (*P. lentus*), *Cerioporus* (*C. squamosus*), *Picipes* (*P. badius*), *Polyporellus* (*P. ciliatus*), *Trichaptum* (*T. abietinum*), *Datronia* (*D. mollis*)...



Figure 162. *Polyporus lentus*. Photos : G. Polesel



Figure 163. *Polyporellus ciliatus*. Photos : G. Polesel

iii. Famille clavarioïde :

- *Sparassidaceae*, où le basidiome ressemble à un chou-fleur dont des extrémités seraient aplaties, comme le montre *Sparassis crispa*.

iv. Famille hydnoïde :

- *Steccherinaceae* avec le genre *Steccherinum* (*S. ochraceum* et *S. bourdotii*)

v. Famille lamellée :

- *Lentinaceae*, avec le genre *Lentinus* (autrefois rangé dans les *Pleurotaceae*).

6. *Thelephorales*

Les spores brun-jaunes à brunes sont subglobuleuses à anguleuses, et ornées de verrues ou d'épines souvent bifides.

Cet autre ordre illustre encore l'hétérogénéité morphologique régnant dans cette classification après le passage de la phylogénie... On y trouve :

i. *Thelephoraceae*

Famille corticioïde ou clavarioïde avec les genres *Thelephora* et *Tomentella*



Figure 164. *Thelephora penicillata*. Dessin : G. Polesel

ii. *Bankeraceae*

Famille hydnoïde avec les genres, *Bankera*, *Hydnellum*, *Phellodon* et *Sarcodon*

7. *Trechisporales*

Principalement de morphologie de type « croûte ».

Issus des *Agaricomycetidae* (ses membres sont donc classiquement lamellés avec cependant son lot d'exception).

1. *Russulales* (ou *Hericiales*)

Les spores sont amyloïdes, ou du moins à ornementation amyloïde, et donnent souvent des sporées blanches ou claires.

Remarquons l'importance de la présence d'hyphe glioplère, des hyphes de gros diamètre, ayant un aspect de boudin, remplis d'un contenu huileux, qui virent au bleu-noir après la mise en contact avec des réactifs sulfo-aldéhydiques.

i. Familles corticioïdes, issues des *Stereales* :

- *Stereaceae*, avec le genre *Stereum* (*S. hirsutum* et *S. ochraceoflavum*)



Figure 165. *Stereum hirsutum*. Photos : G. Polese

- *Peniophoraceae*, avec le genre *Peniophora* (*P. quercina*) et le genre *Scytinostroma* (*S. hemidichophyticum*)

ii. Familles polyporoïdes, issues des *Polyporales* s.l. (*sensu lato*) :

- *Bondarzewiaceae* avec *Heterobasidion annosum*

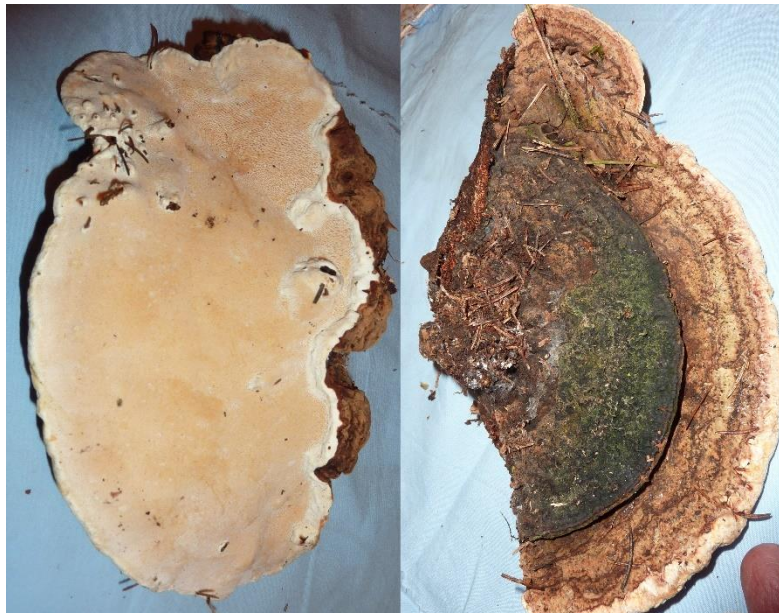


Figure 166. *Heterobasidion annosum*. Photos : G. Polese

iii. Familles hydnoïdes, issues des *Hericiales* :

- *Auriscalpiaceae*, avec *Auriscalpium vulgare* et *Artomyces pyxidatus* (anciennement une *Clavariaceae*)



Figure 167. *Artomyces pyxidatus*. Photo : G. Polese

- *Hericiaceae*, avec le genre *Hericium*, et *Laxitextum bicolor*
 - iv. Familles agaricoïdes (lamellés) issu des *Agaricomycetidae* :
- *Lentinellaceae* avec le genre *Lentinellus*, (affinité classique avec les *Pleurotaceae*), qui est actuellement intégré aux *Auriscalpiaceae*.
- *Russulaceae*, enfin ! Une grande famille aux genres importants dans nos écosystèmes forestiers européens avec les genres :
 - *Russula*, dépourvu de lait et à lames rarement décurrentes. Un genre que je reconnais être difficile car la systématique est basée d'une part sur la couleur de la sporée (blanc, crème, ocre et jaune) et sur la saveur (douce ou âcre), mais d'autre part sur la microscopie (structure du revêtement piléique, nature des hyphes, cystides, microchimie, ornementation des spores...



Figure 168. *Russula nigricans*. Dessin : G. Polese



Figure 169. *Russula aurora*. Dessin : G. Polese

- *Lactarius*, un lait (latex) s'écoule à la cassure de la chair, à lames plus ou moins décurrentes. La systématique est basée d'une part sur la nature du revêtement (lisse, fibrilleux, laineux, glabre ou visqueux...), et d'autre part sur la couleur de ce lait frais (orange, blanc, opalescent, incolore...) mais également son devenir en séchant (restant incolore ou devenant, jaune, violet, vert...)



Figure 170. *Lactarius necator*. Dessin : G. Polese



Figure 171. *Lactarius circellatus*. Dessin : G. Polese

- *Lactifluus*, qui a été extrait des *Lactarius* pour des raisons essentiellement phylogénétiques. Ce genre constituerait la branche basale des « Lactaires ».

➤ **Agaricomycetideae « vrais »**

Il s'agit ici du « cœur » des champignons lamellés venant de la classification traditionnelle, qui comprend alors les ordres « habituels », auxquels s'ajoutent depuis peu des groupes issus des « *Gasteromycetideae* » (*Lycoperdales*, *Nidulariales*...) et des « *Aphyllorphoromycetidae* » (*Atheliales* et *Clavariales*). Autres changements par rapport à l'ancienne classification : le retrait des *Russulales* (évoqué ci-dessus) qui quittent le giron des lamellés « classiques » ; et la confirmation de leurs affinités avec les champignons lamellés des *Boletales*.

Remarque sur les formes sécotioïdes :

Voilà une bien étrangeté dans le monde des champignons. Il s'agit d'un intermédiaire entre les formes agaricoïdes typiquement lamellées et les formes gastéroïdes où l'hyménium est enclos. Le sporophore possède toujours des lames mais celles-ci sont enfermées et ne s'étalent pas à maturité. Ces formes illustrent le fait que l'on peut passer d'une forme à une autre au cours de l'évolution, et servent « de chaînon intermédiaire » entre ces deux formes typiques. Rappelons que les « *Gastéromycetidae* » n'existent plus et que leurs membres sont dispersés dans cette nouvelle classification, notamment parmi des familles « typiquement agaricoïde ».

Issus des *Aphyllorphomycetidae*

1. *Atheliales*

Ce petit ordre, inclus ici par la biologie moléculaire, renferme la famille des *Atheliaceae* regroupant des croûtes très discrètes.

2. *Amylocorticiales*

Un petit ordre, séparé du précédent où l'espèce représentative de la famille des *Amylocorticaceae* est *Plicaturopsis crispa*, actuellement en pleine expansion.

« Cœur » des *Agaricomycetidae*

On observe ici l'essentiel des hyménophores lamellés, autrefois communément appelés « agarics » (terme devenu ambigu à la suite du tri effectué par Quélet et Karsten puisqu'il existe des « vrais » agarics *stricto sensu*, dans le genre *Agaricus*). Toutefois, il va y avoir encore une variation de la morphologie des sporophores : hyménophore lisse, tubulé poré, de forme gastéroïde ou hypogée... L'enchaînement des ordres sera décrit de la manière la plus logique possible. Ne prenez pas ombrage des modifications que pourra apporter la phylogénie.

Les principaux caractères traditionnellement utilisés dans cette sous-famille sont les suivants : couleur des sporées, insertion de l'hyménophore, présence ou non de voiles (général et/ou partiel) de même que leur nature (membraneux, floconneux, filamenteux...), diverses particularités microscopiques (morphologie et ornementation sporale, présence et nature des cystides (hyméniales, tramaires, piléiques ou caulinaires...) de même que leur morphologie, structure anatomique des revêtements (cutis, trichoderme, hyménoderme ou épithélium), chimisme macroscopique (réaction aux bases fortes, au Gaïac, au sulfate de fer...) et microscopique (amyloïdie, dextrinoïdie...), de même que des caractéristiques organoleptiques (odeur, saveur...), l'écologie, etc. Une énumération qui semble ne pas avoir de fin et qui semble dépourvue de sens... Pourtant cela est essentiel pour acquérir des points de repère sur le terrain, pour reconnaître les espèces (ou tout du moins leurs groupes), et pour enfin établir une ébauche de classification.

Il faut noter que les classifications phylogénétiques se gardent bien d'essayer de structurer ce « cœur » des *Agaricomycetidae*, la situation actuelle est encore très hétérogène et nécessite beaucoup d'études pour mener à une meilleure réorganisation et aboutir à un résultat satisfaisant. Nous allons donc aborder ces ordres selon un schéma relativement traditionnel.

1. Les *Tricholomatales* au sens traditionnel

Cet ordre très important correspond classiquement à la transition entre les *Aphyllorphomycetidae* et les *Agaricomycetidae*. Habituellement il existait deux voies de passage distinctes concernant cette transition : l'une venant de l'axe *Clavariales-Cantharellales* menant aux *Hygrophoraceae*, l'autre issu de l'axe *Polyporales* et *Polyporaceae* menant alors aux *Pleurotaceae*. On se doute bien que la réalité moléculaire est tout autre, et contredit largement ces enchaînements putatifs. Cet ordre est donc finalement hétérogène et polyphylétique. Quoi qu'il en soit, on le définit par les caractères morphologiques suivants :

- Texture fibreuse,
- Sporée blanche ou très pâle,
- Lames (quand elles sont présentes) décurrentes à adnées-émarginées,
- Stipe non séparable du chapeau.

Du fait de l'impact de la biologie moléculaire, l'ordre des *Tricholomatales* a été morcelé. Pour des raisons pédagogiques, je maintiens artificiellement la relative continuité évolutive de l'ancienne classification, avec plus ou moins de succès. Ainsi, bien que je liste les ordres et les familles selon l'ancienne classification, je vais faire la distinction de ce qui est vraiment l'ordre des *Tricholomatales* et les anciens membres du groupe traditionnel dont certains ont pu être classés convenablement et d'autres non, regroupés alors sous la dénomination *incertae sedis*.

i. *Pleurotaceae* (Famille *incertae sedis*)

Première famille de transition vers les *Aphyllorphoromycetideae* par l'intermédiaire des *Polyporaceae* et affines, elle est aujourd'hui difficile à classer du fait de la phylogénie. Elle regroupe des espèces lignicoles, à lames décurrentes ou adnées, au stipe souvent excentré ou absent, de consistance presque coriace (structure encore presque dimitique), spores polyporoïdes (cylindracées à suballantoïdes, parfois rosées). On peut distinguer plusieurs Tribus :

- *Pleuroteae* : de structure monomitique (parfois pseudodimitique) avec les genres *Pleurotus* et *Panus*.
- *Geopetaleae* : où l'on remarque la présence de cystides métuloïdes, avec les genres *Hohenbuehelia* et *Resupinatus*.



Figure 172. *Pleurotus ostreatus*. Dessin : G. Polesel

ii. *Typhulaceae* (Famille *incertae sedis*)

Les *Typhula* sont de minuscules espèces clavarioïdes très grêles à basidiome simple, dressé.

2. *Clavariales*

Avec l'unique famille des *Clavariaceae*, le basidiome est fondamentalement clavarioïde (dressé, étroit ou en massue, ou ramifié en arbuscule, à hyménophore amphigène c'est-à-dire orienté dans toutes les directions, tapissant pratiquement tout le sporophore).

Outre de vraies clavaires, illustrées par les genres *Clavaria*, *Clavulinopsis* et *Ramariopsis* (entre autres...), on y trouve un genre lamellé, *Camarophylloopsis*, à la fois rare et d'importance patrimoniale.

3. *Hygrophorales*

La famille des *Hygrophoraceae* est la seconde voie de passage putative et pédagogique des *Aphylophoromycetidae* aux *Agaricomycetideae*, par l'intermédiaire des *Clavariales-Cantharellales*. Dans ces deux ordres, les basides très allongées (parfois jusqu'à 100 micromètres) constituent un caractère remarquable... Or il s'avère que l'épaisseur des lames chez les *Hygrophoraceae* vient aussi de la longueur des basides (également considérable), d'où cette idée de passage des *Cantharellaceae* aux *Hygrophoraceae* qui se serait fait par différenciation de l'hyménophore, passant alors d'une structure plissée à une structure lamellée. Une bien belle théorie aujourd'hui infirmée par la biologie moléculaire.

Remarquons que certaines espèces omphaloïdes ou clitocyboïdes, issues des anciennes *Tricholomataceae*, ont été actuellement incluses dans cette famille des *Hygrophoraceae* : ce sont les genres *Ampulloclitocybe* (*A. clavipes*, actuellement genre *incertae sedis* dans cette famille), *Lichenomphalia*, *Chromosera*, et *Chrysomphalina*.

Morphologiquement ce sont des espèces à lames espacées, épaisses et cireuses. Il existe trois sous-familles :

i. *Hygrocyboideae*

Trame emmêlée (caractère archaïque) ou plus ou moins irrégulière à parallèle. Saprotrophes ou (endo)mycorrhiziques de graminées.

- *Cuphophyllus* : pas de couleurs très vives, héliophiles, lames arquées décurrentes, trame enchevêtrée
- *Hygrocybe* : couleurs vives fréquentes ou alors lames non décurrentes, généralement héliophile, trame subrégulière.
- *Chromosera* (lames ± bleuissantes)



Figure 173. *Hygrocybe pseudoconica* var. *tristis*, poussant sur la pelouse de mon jardin. Photos : G. Polese

ii. *Hygrophoroideae*

Trame bilatérale ou au moins divergente vers le sous-hyménium.

- *Hygrophorus* : couleurs assez ternes ou pâles, plutôt sylvatiques, (ecto)mycorrhiziques.



Figure 174. *Hygrophorus discoxanthus*. Dessin : G. Polese



Figure 175. *Hygrophorus pustulatus*. Dessin : G. Polese

- *Chrysomphalina*, à pigment plutôt intracellulaire et à basides allongées, éventuellement lignicole (sur conifère).

iii. Lichenomphalioidae

- *Arrhenia*, à hyménophore lamellé (lames fourchues) ou à tendance pliciforme, basidiome plus ou moins unicolore avec des couleurs terne, blanchâtres ou grisâtres (l'hyménophore étant à peine plus pâle que le reste du sporophore).
- *Lichenomphalia*, genre lichénisé (groupe des basidiolichens)

4. *Tricholomatales* (les vraies)

Les trois prochaines familles sont tout ce qui reste du dépouillement de l'ordre traditionnel des *Tricholomatales*.

i. Tricholomataceae

On observe ici des lames d'épaisseur normale, décurrentes, adnées ou échancrées. Le revêtement est non hyménodermique. Les silhouettes vont de clitocyboïdes à tricholomoides. Il en reste trois sous-familles (les deux premières étaient autrefois des tribus, et la quatrième, les *Lyophylloideae*, a été élevée au rang de famille).

➤ *Clitocyboideae*

Les spores sont non amyloïdes et les basides non carminophiles. Silhouette clitocyboïde à omphalioides. Lames souvent assez nettement décurrentes ou largement adnées. La systématique au sein de ce groupe est encore en pleine révolution phylogénétique comme en témoigne le nombre considérable de changements de noms. Beaucoup sont à conserver, d'autres méritent encore quelques études... C'est pourquoi de nombreux genres sont devenus *incertae sedis*.

- *Clitocybe* : caractérisé par une stature moyenne à robuste, le chapeau est souvent déprimé. Les lames décurrentes à largement adnées ont une trame parallèle.



Figure 176. *Clitocybe decembris*. Dessin : G. Polesel



Figure 177. *Clitocybe odora*. Dessin : G. Polesel

- *Infundibulicybe* : ancien *Clitocybe*, aujourd'hui un genre *incertae sedis* parmi les *Agaricomycetidae*. Il se caractérise par un chapeau en entonnoir, et un revêtement mat.
- *Lepista et Paralepista*, à spores plus ou moins ponctuées verruqueuses, de couleur blanche ou rose ou ocre rosé pâle, de silhouettes *Clitocyboïde*. Le genre *Paralepista* se différencie par une silhouette moins robuste que *Lepista*.



Figure 178. *Paralepista inversa*. Dessin : G. Polesel



Figure 179. *Lepista sordida*. Photo : G. Polesel

- *Singerocybe* (avec *S. phaeophthalma*) se différencie des *Clitocybes* par des dermatocystides à contenus réfringents (et aussi une forte odeur de poule mouillée...)

- *Leucocybe* (avec *L. candicans*), qui correspond aux « Clitocybes » blancs.
- *Microcollybia* : un genre singulier, caractérisé par des petites espèces poussant sur les débris de champignons pourrissants, et formant parfois un sclérote.



Figure 180. *Microcollybia cookei*. Dessin : G. Polese!

➤ *Tricholomatoideae*

Espèces tricholomoides sans particularité de chimisme au niveau des spores ou des basides.

- *Tricholoma*, mycorrhiziques (terricoles) normalement charnus, assez robustes, à lames échancrées. Pas de cystides.



Figure 181. *Tricholoma sculpturatum*. Photo : G. Polese!

- *Tricholomopsis*, saprotrophes (le plus souvent lignicoles), tricholomoides à collybioïdes, à cystides bien différenciées.
- *Ripartites* (actuellement *incertae sedis* dans cette famille), à spores plus ochracées et finement verruqueuses.



Figure 182. *Ripartites serotinus*. Dessin : G. Polese

➤ *Leucopaxilloideae*

Les spores sont ici amyloïdes ou à ornementation amyloïde. Bon nombre de genres et d'espèces ont été rangés dans d'autres taxons ou sont devenus *incertae sedis*.

- *Pseudoclitocybe*, aujourd'hui genre *incertae sedis*. Les hyphes ne sont pas bouclés ; les lames sont décurrentes.



Figure 183. *Pseudoclitocybe cyathiformis*. Dessin : G. Polese

ii. Lyophyllaceae

Famille résultant de l'élévation hiérarchique de la sous-famille des *Lyophylloideae* (rangés dans les *Tricholomataceae*). Les basides sont carminophiles ou sidérophiles (renfermant des granulations colorées après un traitement au carmin acéto-ferrique bouillant). On peut y reconnaître deux Tribus (au sens classique) :

- *Lyophylleae* : saprotrophes ou parasites, terricoles ou lignicoles
 - *Lyophyllum* : silhouette tricholomoïde
 - *Tephrocybe* et *Myochromella* : silhouette collybioïde



Figure 184. *Tephrocybe rancida*. Photos : G. Polese

- *Nyctalideae* : espèces parasites de vieux champignons (surtout des Russules). Un seul genre : *Asterophora* (= *Nyctalis*).

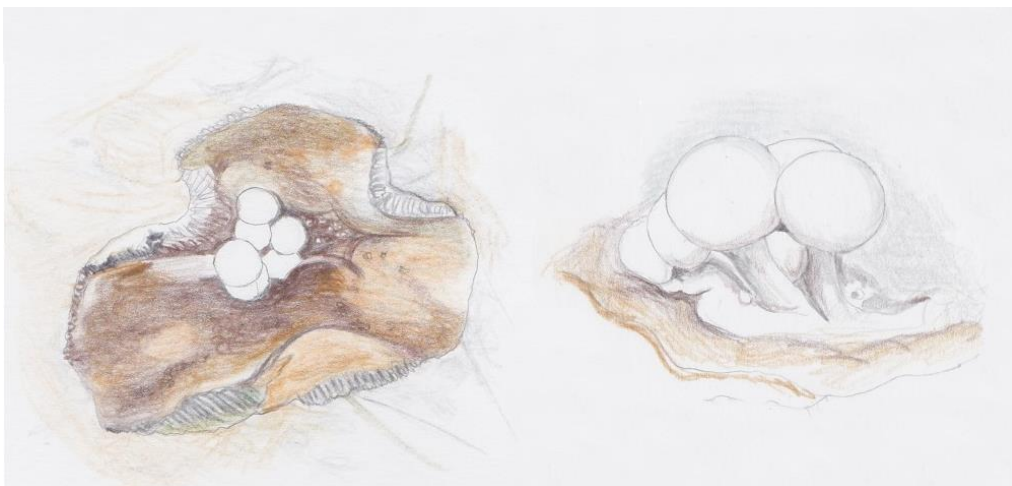


Figure 185. *Asterophora lycoperdoides*, sur vieille *Russula nigricans*. Dessin : G. Polese

iii. Mycenaceae

Famille issue d'une ancienne Tribu des *Marasmiaceae*. La silhouette est ici mycénoïde, parfois collybioïde, rarement pleurotoïde. Les spores sont souvent amyloïdes et la chair sensible à l'iode (réaction dextrinoïde de la trame des lames). Remarquons que la texture est fragile.

- Tribu des *Panellae* (issue des *Pleurotaceae*) : avec *Panellus stipticus*. Spores amyloïdes et structure des basidiomes plus ou moins gélifiée.



Figure 186. *Panellus stipticus*. Dessin : G. Polese

- Tribu des *Myceneae* : le sens traditionnel de cette tribu a été préservé.
 - *Baeospora* : collybioïdes, sur cônes de conifères, spores amyloïdes (*B. myosura*),



Figure 187. *Baeospora myosura*. Photo : G. Polese

- *Delicatula* (aujourd'hui genre *incertae sedis* dans cette famille): omphaloïde à lames mal formées pliciformes, terricoles, spores amyloïdes,
- *Mycena* : classiquement mycénoïde, parfois collybioïde, à spores normalement amyloïdes, parfois non, mais à microchimie souvent particulière. Le revêtement peut être plus ou moins diverticulé. Les cystides ont des morphologies très variables (clavées, lagéniformes, diverticulées ou non...),



Figure 188. *Mycena crocata*. Dessin : G. Polese



Figure 189. *Mycena pelianthina*. Dessin : G. Polese

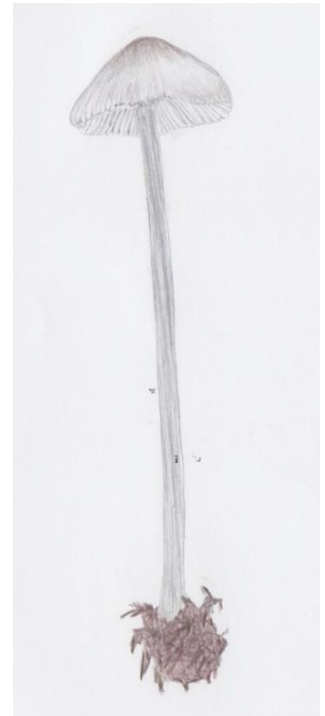


Figure 190. *Mycena polygramma*. Dessin : G. Polese



Figure 191. *Mycena rosea*. Dessin : G. Polese



Figure 192. *Mycena sanguinolenta*. Dessin : G. Polese

- *Roridomyces* : ancien mycène au revêtement hyméniforme et stipe englué dans un mucus abondant, spores amyloïdes.



Figure 193. *Roridomyces roridus*. Dessin : G. Polese

5. *Schizophyllales*

Voilà le travail de la phylogénie... Une famille (*Schizophyllaceae*) est devenue un ordre, extrait des *Polyporales* pour être inclus dans les *Agaricomycetidae* et auquel, on a intégré toute une série de groupes dont la plupart était rattachée autrefois aux *Tricholomatales*... C'est pourquoi j'aborde cet ordre à sa suite. Même si cela peut sembler artificiel, je garde cet esprit d'aborder cette systématique des « lamellés » selon une évolution de leurs caractères, notamment la sporée. En effet nous avons encore ici des sporées blanches ou pâles (à l'exception des *Schizophyllaceae* qui sont brunes...).

i. *Cyphellaceae*

Rassemblant des espèces à silhouette pleurotoïde ou de morphologie de corticié (*Chondrostereum purpureum*).

ii. *Schizophyllaceae*

L'hyménophore est constitué de lamelles fissiles en deux feuillettes parallèles. Autrefois on comptait un seul représentant *Schizophyllum commune*. Notons toutefois qu'il peut être un pathogène opportuniste chez l'immunodéprimé.



Figure 194. *Schizophyllum commune*. Dessin : G. Polese

Le genre *Fistulina* appartient également à cette famille où les tubes sont en fait indépendants et isolés les uns des autres, avec l'espèce caractéristique *F. hepatica* (qui serait toxique ?)

iii. Marasmiaceae

Cette famille regroupe des espèces de silhouette collybioïde et marasmioïde (parfois un peu mycénoïde), à lames d'épaisseur normale, adnées ou échanrées (parfois ascendantes sublibres, parfois pseudocollariées). Les spores sont non amyloïdes, la chair souvent réactive au Melzer (amyloïdité ou dextrinoïdité), la texture de la chair est souvent coriace ou cornée, le revêtement très différencié (hyménoderme le plus fréquent).

- *Maramius* : souvent réviscents. Lames souvent bien développées. Hyménoderme.



Figure 195. *Marasmius bulliardii*. Dessin : G. Polese

- *Crinipellis* : poils superficiels très développés et lames peu serrées (pas d'hyménoderme)

- *Setulipes* : passerelle vers les *Omphalotaceae* par le revêtement non hyméniforme, mais trame encore dextrinoïde.

iv. *Omphalotaceae*

Cette famille correspond à peu près à la Tribu des *Collybieae* (anciennement dans les *Marasmiaceae*), où la silhouette est collybioïde ou marasmioïde, parfois presque tricholomoïde, mais à texture molle ou élastique, putrescible, à revêtement piléique jamais aussi différencié que chez les *Marasmiaceae*, généralement de type cutis avec parfois des structures spéciales, inertes à l'iode. La modification la plus remarquable est le rapprochement du genre *Omphalotus*, de morphologie clitocyboïde à pleurotoïde qui quitte donc le giron des *Boletales* ! Remarquons également la disparition du genre *Micromphale*, redistribué dans les *Collybia* (au sens large) et les *Marasmiellus*.

- *Marasmiellus* : lignicoles, marasmioïdes



Figure 196. *Marasmiellus ramealis*. Photo : G. Polesel

- *Mycetinis* : ancien *Marasmius*, au revêtement hyméniforme (une exception dans cette famille), et odeur d'ail prononcée (*M. alliaceus*).



Figure 197. *Mycetinis alliaceus*. Photo : S. Polesel-Righetti.

- *Collybia* : typiquement collybioïdes, parfois mycénoïdes ou presque tricholomoïdes. Revêtement fibrilleux ou particulier (pièces de puzzle). Il existe toutefois une polémique : le nom de *Gymnopus* est retenu par de nombreux auteurs actuels pour ce genre. Il s'agit d'une discussion nomenclaturale complexe, découlant de l'adoption d'*Agaricus cirrhatus* (aujourd'hui *Microcollybia*) comme type du genre *Collybia*. Si on choisit, à l'inverse, d'adopter *Agaricus dryophilus* (devenu *Collybia*), cela évite de renommer la majorité des « Collybies », bien définies morphologiquement, sous l'étiquette *Gymnopus*. Cet interminable débat a néanmoins provoqué un remaniement des noms d'une partie des « Collybies », en utilisant notamment le sous-genre *Rhodocollybia* (*R. butyracea*).



Figure 198. *Rhodocollybia butyracea*. Dessin : G. Polese



Figure 199. *Collybia peronata*. Dessin : G. Polese



Figure 200. *Collybia confluens*. Dessin : G. Polese

- *Omphalotus* : lignicoles, saprotrophes, à stipe souvent excentré, bioluminescents, fortement toxiques. Lames serrées, non fourchues. Hyphes bouclées et spores presque hyalines. Notons que *O. olearius* est plus méditerranéen, en revanche on peut trouver dans notre région *O. illudens*.



Figure 201. *Omphalotus illudens*. Photo : S. Polese-Righetti.

v. « Hydropoid-clade »

Voici un groupe difficilement explicable. En effet, bien qu'il constitue un groupe présentant des liens phylogénétiques, il est encore délicat de mener une classification à l'intérieur de ce groupe. Notons qu'autrefois on nommait ce groupe comme la famille des *Porothelaceae*. Cependant le genre type de cette famille (*Porothelium*) a été exclu des *Tricholomatales* par la phylogénie, pour être inclus parmi les Agaricales (d'où la perte de nom pour ce qu'il restait de ce groupe). Nous pouvons toutefois citer des genres (et des espèces) appartenant à ce « clade » :

- *Hydropus subalpinus*
- *Megacollybia platyphylla*, espèce collybio-tricholomoïde à rhizomorphes évidents



Figure 202. *Megacollybia platyphylla*. Photo : G. Polesel

vi. *Physalacriaceae* (= *Xerulaceae*)

Autrefois qualifiée de somment évolutif pour les *Tricholomatales* (au sens traditionnel), conjointement avec les *Squamanitaceae* (incluse aujourd'hui dans les *Agaricales*), cette famille est caractérisée par un revêtement piléique très évolué, et ce, bien que d'autres genres aient été inclus par la suite.

- *Xerula* et *Hymenopellis* (*H. radicata*) : silhouette collybioïde, stipe souvent radicant, revêtement respectivement velu ou visqueux, cystides et spores de morphologie particulière.



Figure 203. *Hymenopellis radicata*. Dessin : G. Polesel

- *Mucidula* : collybioïde, lignicole, visqueux à stipe annelé. Notons que le genre *Oudemansiella*, auquel appartenait *Mucidula mucida*, est aujourd'hui exclusivement extra-européen.
- *Flammulina* (*F. velutipes*) : collybioïde, à chapeau visqueux et à stipe velouté, texture un peu coriace et microscopie particulière (surtout les cystides).



Figure 204. *Flammulina velutipes*. Photo : G. Polesel

Les autres genres étaient initialement rangés dans d'autres familles

- *Cylindrobasidium*, de morphologie corticoïde (*C. laeve*)
- *Rhizomarasmius* (ex-*Marasmiaceae*) : à revêtement velouté et venant en relation avec les rhizomes des fougères

- *Armillaria* (ex-*Tricholomataceae*) : voile partiel fréquent, biologie particulière (lignicole, souvent parasite puis saprotrophe), port souvent cespiteux, chapeau squamuleux.



Figure 205. *Armillaria mellea*. Dessin : G. Polese



Figure 206. *Armillaria ostoyae*. Dessin : G. Polese

- *Strobilurus* (ex-*Dermolomataceae*) : collybioïde, sur cônes de conifères.



Figure 207. *Strobilurus esculentus*. Dessin : G. Polese

6. *Hydnangiales*

i. *Hydnangiaceae*

Cet ordre et cette famille unique rassemblent des espèces ectomycorhiziques, à spores blanches épineuses (sauf exception) et à lames (lorsqu'elles existent) espacées et épaisses (en raison de l'épaisseur de la trame, les basides ont une longueur normale). La morphologie est gastéroïde (le genre *Hydnangium*) ou agaricoïde, pour le genre *Laccaria* : spores portant des épines régulières (sauf quelques exceptions), lames épaisses et espacées, couleurs souvent assez vives (rose, beige orangé, violet). Notons que ce genre constituait autrefois la tribu des *Laccariae* dans les *Tricholomataceae* traditionnelles.



Figure 208. *Laccaria amethystina*. Dessin : G. Polese



Figure 209. *Laccaria macrocystidiata*. Photo : G. Polese

7. *Agaricales*

Avant d'aborder les *Agaricales* dans le sens traditionnel, il reste deux familles issues des anciennes *Tricholomatales*.

i. *Porotheleaceae*

C'est ici que fut placée cette famille par la phylogénie, qui ne contient plus que deux genres : *Porotheleum* et *Phloeomana*. Le genre *Phloeomana* (*P. speirea*) est un ancien mycène, ayant des lames adnées-décourantes

ii. *Squamanitaceae* (ou *Cystodermataceae*)

Seconde famille positionnée ici par la phylogénie. Également très évoluée de par son revêtement épithélial et éventuellement par une hyperspécialisation trophique.

- *Phaeolepiota* : à spores brun roussâtre, mais à revêtement granuleux épithélial et armille très développée.
- *Squamanita* : espèces charnues, se développant sur une structure globuleuse, allongées ou napiforme et à revêtement écailleux ou fibrilleux. Cette base plus ou moins bulbeuse

représente en fait un autre champignon parasité et totalement transformé morphologiquement.

- *Cystoderma (C. amianthinum)* : à revêtement granuleux, surface souvent ridée, stipe muni d'une armille floconneuse ou granuleuse et lames échancrées à sublibres, autrefois rangé auprès des lépiotes et faisant transition avec ce groupe.



Figure 210. *Cystoderma amianthinum*. Photo : G. Polese

Nous voilà dans les *Agaricales* au sens traditionnel. Bien que les dernières familles des *Tricholomatales* présentaient des degrés d'évolution importants (surtout au niveau du revêtement), les *Agaricales* manifestent un degré d'évolution supérieur en particulier en ce qui concerne l'insertion des lames. Elles sont donc caractérisées par :

- Texture fibreuse
- Sporee blanche ou au contraire, noirâtre
- Lames libres ou sublibres,
- Et donc le stipe est plus ou moins séparable du chapeau.

iii. « Lepiotaceae » (Secotiaceae)

Remarquons dans un premier temps que ce nom n'est pas valide et serait à remplacer par *Secotiaceae*. Dans un second temps, la phylogénie actuelle a incorporé cette famille dans les *Agaricaceae*. Cette famille renferme l'ensemble des « lépiotes » morphologiques, clairement défini sur le terrain par les caractères suivants :

- Sporee blanche, rarement autre
- Lames libres (ou presque)
- Voile partiel présent (anneau, armille, ou flocons caulinaires)

➤ *Lepiotoideae*

Nous trouvons ici une partie des « petites lépiotes », à savoir celles dont les spores ont une endospore non métachromatique (défini ci-après), mais généralement dextrinoïdes.

- *Lepiota* : revêtement banal, trichodermique ou hyménodermique, souvent écailleux, parfois à calotte discale lisse. La systématique interne de ce genre est très complexe, basée sur le type morphologique des spores (*Fusisporae*, *Stenosporae*...) et éventuellement leur chimisme particulier. L'utilisation du microscope est indispensable.



Figure 211. *Lepiota castanea*. Dessin : G. Polese



Figure 212. *Lepiota cristata*. Dessin : G. Polese

- *Echinoderma* : revêtement formé de cellules articulées en chaînettes, à écailles piléiques pyramidales labiles. Marge souvent appendiculée au début. Lames assez serrées.



Figure 213. *Echinoderma echinaceum*. Photos : G. Polese

- *Cystolepiota* : revêtement épithélial pruineux granuleux, parfois grossièrement hérissé.

- *Melanophyllum* : très semblable au précédent, mais sporée rouge ou verte (une exception en ce qui concerne les sporées qui s'écartent donc des quatre classiques (blanche, rose, brune, noire)). Des espèces absolument remarquables par leur originalité.



Figure 214. *Melanophyllum haematospermum*. Photo : S. Polesel-Righetti

➤ *Leucocoprinoidae*

On y trouve le reste des « lépiotes » qui ont une **endospore métachromatique**, c'est-à-dire qu'elle réagit en rouge quand on les observe dans le bleu de crésyl.

- *Leucoagaricus* : silhouette souvent charnue ou marge non striée, chapeau glabre, lisse ou squamuleux. Anneau mince, non ou peu coulissant.
- *Leucocoprinus* : espèce gracile et fragile, chapeau fortement strié à la marge. Présence de pseudoparaphyses hyménales (comme les coprins).



Figure 215. *Leucocoprinus brebisonii*. Dessin : G. Polesel

- *Macrolepiota* : souvent robuste, anneau coulissant à maturité, chapeau plus ou moins squamuleux, lames souvent collariées.



Figure 216. *Macrolepiota procera*. Photo : G. Polesel

- *Chlorophyllum* : sporée blanche (ou verdâtre), chapeau à écailles grossières. Remarquons que *Macrolepiota rhacodes* a été regroupée avec *Chlorophyllum molybdites*, un genre réputé tropical. Toutefois ce rapprochement phylogénétique est soutenu par l'implication toxicologique de ces deux espèces donnant lieu à des intoxications assez aléatoires.

Notons, à titre d'information, que des espèces sécotioïdes s'insèrent ici comme *Endoptychum agaricoides* ou *Podaxis pistillaris*.

iv. Agaricaceae

Il s'agit ici des « agarics » au sens le plus strict (aussi appelé « psalliotes »). Les caractères, faciles à cerner sur le terrain, sont les suivants :

- Sporée brun bistre à brun noirâtre, ou noire
- Lames libres, parfois collariées
- Voile partiel présent (anneau), rarement fugace, parfois doublé d'une armille.

Un seul genre (classiquement) : *Agaricus*, dont la systématique interne est basée sur le type de voile, le virage de la chair au grattage (jaunissement ou rougissement), et l'odeur (odeur agréable d'anis ou d'amande amère ou a contrario une odeur chimique de phénols ou d'encre d'imprimante).



Figure 217. *Agaricus silvicola*. Dessin : G. Polese

Notons qu'il existe également des formes sécotoïdes comme *Gyrophragmium dunalii*, poussant sur les dunes atlantiques thermophiles et qui serait proche du groupe d'*Agaricus arvensis*.

Une fois de plus, la phylogénie est passée par là et on rapproche aujourd'hui le genre *Coprinus* dans son sens le plus strict, à savoir *Coprinus comatus*, qui n'est rien de moins que le type de ce genre (de même que ses satellites), du genre *Agaricus*. Ce genre a la particularité d'avoir des lames déliquescentes à maturité. Ce sont des espèces fragiles à sporée brun-noire ou noire. Ainsi parce que le type des *Coprinaceae* (*C. comatus*), appartient aujourd'hui aux *Agaricaceae*, la famille des *Coprinaceae* peut être synonymisée aux *Agaricaceae*.

Et donc la famille suivante a dû changer de nom... pour cela, on a utilisé le premier nom valide.

v. *Psathyrellaceae* (Ex-*Coprinaceae*)

- Sporée brune à noire
- Basidiomes souvent fragiles, voire déliquescents
- Voile partiel présent mais souvent fugace ou absent, voile général parfois présent



Figure 218. *Coprinus comatus*. Dessin : G. Polese

- Lames adnées à sublibres ou libres, parfois collariées

Du fait que le taxon « *Coprinus* » ne peut plus être utilisé ici. Il faut renommer tous les « coprins », ce qui a été fait au sein de trois genres distincts :

- *Coprinopsis*, pour les coprins de la section des *Atramentarii* (*C. atramentaria*, *C. acuminata*, *C. insignis*), des *Lanatuli* (*C. lagopus*) ...
- *Coprinellus*, pour les coprins de la section des *Setulosi* (*C. disseminatus*), des *Micacei* (*C. micaceus*) des *Domestici* (*C. xanthothrix*) ...
- *Parasola*, pour les coprins de la section des *Hemerobii* (*P. auricoma*, *P. plicatilis*, *P. leiocephalus*)



Figure 219. *Coprinopsis acuminata*. Dessin : G. Polese



Figure 220. *Coprinellus micaceus*. Dessin : G. Polese



Figure 221. *Parasola auricoma*. Dessin : G. Polese

Les autres genres « préservés » sont les suivants :

- *Psathyrella* : lames non déliquescentes, silhouette mycénoïde, parfois plus robuste, sporée brune à noire. Genre extrêmement difficile où la systématique est basée sur la microscopie.



Figure 222. *Psathyrella candolleana*. Photos : G. Polese.

- *Homophron* : séparé des *Psathyrella* de par la présence de cystides métuloïdes cristallifères.
- *Lacrymaria* : affine au genre précédent, a les spores verruqueuses, le revêtement fibrilleux, une cortine abondante et les lames nuageuses (maturation hétérogène des spores) pleurant des gouttes opalescentes dans la jeunesse.



Figure 223. *Lacrymaria lacrymabunda*. Photos : G. Polese

Il faut aussi aborder des familles issues des anciens *Gasteromycetidae* et qui sont aujourd'hui des *Agaricales* :

vi. *Lycoperdaceae*

- Présence d'un hyménium vrai
- Présence d'un capillitium ramifié ou non (hyphes allongés entremêlés, assurant une certaine cohésion de la gléba)
- Spores petites, sphériques ou ellipsoïdes, souvent verruqueuses échinulées.
- Périidium simple et assez fin

Ce sont les genres suivants :

- *Calvatia* : avec *C. excipuliformis* (actuellement un *Lycoperdon*), ouverture par déchirure irrégulière



Figure 224. *Calvatia excipuliformis*. Photo : G. Polesel

- Notons que *Langermannia gigantea*, la vesse de loup géante a été synonymisée à ce genre.
- *Lycoperdon* : ouverture par formation d'un orifice sommital, subgléba présente. Spores verruqueuses



Figure 225. *Lycoperdon perlatum* . Photo : G. Polesel

- *Morganella* : très proche des *Lycoperdon* mais lignicole (et non terricole) et pourvu de cordons mycéliens blancs. Spores lisses.
- *Apioperdon piriforme*, la seule espèce de son genre était anciennement une *Morganella*.



Figure 226. *Apioperdon piriforme*. Photo : G. Polesel

- *Bovista* : même type d'ouverture mais subgléba absente.
- *Vascellum* : même type d'ouverture, présence d'un diaphragme séparant la gléba de la subgléba.

vii. *Nidulariaceae*

- Hyménium absent,
- Périidium complexe, multistratifié, s'ouvrant généralement par rupture d'un épiphragme protecteur,
- Gléba formant des périidioles globuleux ou lenticulaires, libres ou attachés au périidium par un funicule,
- Spores pâles, lisses, à paroi épaisse.

Ce sont les très esthétiquement jolis genres suivants :

- *Crucibulum* : ouverture régulière et périidium à une seule couche.
- *Cyathus* : même ouverture mais périidium à trois couches.



Figure 227. *Cyathus striatus*, photographié lors d'une séance Atelier Pétales et Lamelles. Photo : G.Polesel

- *Nidularia* : à ouverture irrégulière.

viii. Tulostomataceae

- Hyménium absent,
- Basidiome stipité.

Trois genres :

- *Battarraea* : stipe très long à volve basale et péridium évanescent,
- *Queletia* : stipe moins long, tête fertile et péridium persistant,
- *Tulostoma* : idem hormis l'ouverture du péridium qui se fait par un appareil apical différencié.

8. *Amanitales*

Cet ordre est maintenu artificiellement (toujours pour préserver la pédagogie de la classification traditionnelle) car aujourd'hui il est synonymisé aux *Pluteales* (qui a la priorité d'usage). La famille des *Amanitaceae* est actuellement incluse dans l'ordre des *Pluteales*.

i. Amanitaceae

On définit cette famille, très facile à cerner sur le terrain, par les caractères suivants :

- Texture fibreuse, mais chair profonde parfois un peu grenue,
- Sporée blanche,
- Lames libres,
- Voile général présent,
- Voile partiel présent, ou réduit,
- Trame des lames bilatérale,
- Espèces ectomycorrhiziques (sauf exceptions).

Les genres sont :

- *Amanita* : voile général membraneux ou floconneux. Notons que les différentes espèces peuvent être classées selon le mode de déhiscence de ce voile général (volve en sac, volve circonscrite ou voile friable).



Figure 228. *Amanita olivaceogrisea*. Dessin : G .Polesel



Figure 229. *Amanita citrina*. Dessin : G. Polesel

- *Saproamanita* : morphologie identique au genre *Amanita*, sauf que ce genre est saprotrophe.
- *Limacella* : voile général visqueux à glutineux
- *Torrendia*, avec *T. pulchella*, une forme sécotioïde aujourd'hui synonymisée à *Amanita* du fait de son affinité avec le groupe d'*Amanita caesarea*.

9. *Pluteales*

- Texture fibreuse, souvent fragile
- Sporee rose chair à briquetée et spores lisses
- Trame des lames inversée (c'est-à-dire l'inverse de la trame des Amanitales)
- Lames libres

i. *Pluteaceae*

Une famille également facile à cerner sur le terrain avec la combinaison de caractères précédemment cités. Cette famille comprend plusieurs genres :

- *Pluteus* : ni anneau, ni volve



Figure 230. *Pluteus pouzarianus*. Dessin : G. Polese

- *Volvariella* : présence d'une volve basale.

Remarque : c'est un autre tour que nous joue la phylogénie. En effet, on compte de nombreux caractères distincts et très facilement discernables (couleur de la sporée, orientation de la trame) pour distinguer des espèces qui en fait appartiennent à la même branche évolutive.

Bien que les *Melanoleuca* n'aient pas de sporée rose, la phylogénie les place en *incertae sedis* dans les *Pluteales*.

10. *Entolomatales*

L'élément majeur de définition concerne la structure et la morphologie sporale, ce qui macroscopiquement, n'assure pas une homogénéité de ses membres. Toutefois la phylogénie, une fois encore, modifie la position de cette famille des *Entolomataceae*, qui devient, accrochez-vous bien, une sous-famille des *Tricholomataceae* ! Je sais, c'est extrêmement perturbant, d'où ma décision de maintenir une fois de plus artificiellement cet ordre et cette famille au sein d'une classification traditionnelle. Cet ordre (et sa famille) est défini par les caractères suivants :

- Sporée rose
- Spores de morphologie et de structure particulière (polygonale...)
- Trame banale ou en tout cas non inversée
- Lames non libres, bien qu'elles semblent parfois l'être.

i. *Entolomataceae*

Seule famille où les genres sont classés d'après leur morphologie sporale :

- *Entoloma* : spores anguleuses polygonales, silhouette très variable. Systématique complexe, basée sur des caractères microscopiques (nature des pigments ; présence ou non de boucles, de cystides, etc.)



Figure 231. *Entoloma turbidum*. Dessin : G. Polese



Figure 232. *Entoloma euchroum*. Dessin : G. Polese

- *Rhodocybe* : spores à facettes nombreuses, de petite taille, silhouette omphaloïde, collybioïde ou tricholomoïde, lames adnées à décurrentes.
- *Clitopilus* : spores côtelées en long, silhouette clitocyboïde, omphaloïde ou pleurotoïde, lames normalement décurrentes.

ii. Une famille à part : les *Macrocystidiaceae*

Cette famille, dont l'unique représentant est *Macrocystidia cucumis*, est toujours inclassable pour le moment et fait donc partie des familles *incertae sedis* parmi les *Agaricomycetidae*. Elle a été pendant un temps admise au voisinage des *Entolomataceae* et c'est pourquoi j'aborde cette famille ici. Cette espèce possède des spores lisses en microscopie optique (légèrement verruqueuses en MEB) de couleur de rose ochracé, et de structure comparable à celles de la famille précédente.

11. *Cortinariales*

Cet ordre est assez hétérogène, mais il regroupe la quasi-totalité des champignons à sporée sombre (brun à brun-violet) mais non brun-noir à noire (à deux exceptions près, l'une négative : les *Paxillaceae*, à sporée brune sont des *Boletales* ; l'autre positive : les *Panaeolus*, à sporée noire, relèvent des *Bolbitiaceae* plutôt que des *Psathyrellaceae*). La définition de cet ordre peut être déterminée par les caractères suivants :

- Texture fibreuse
- Lames non libres
- Sporée brune à brun rouillée ou violacée à noirâtre

Notons que les lames ne sont jamais vraiment décurrentes – pour exclure les *Paxillaceae* – et que les spores sont noires, avec des lames nuageuses et non pleureuses – pour exclure les *Psathyrellaceae*, notamment les *Lacrymaria*.

i. *Hymenogastraceae*

Sporée café au lait ou brunâtre (parfois rouillée ou tirant sur le violet). Revêtement variable, parfois subcutis pseudoparenchymateux, voire hyménodermique chez quelques *Alnicola*. Espèces mycorrhiziques (parfois saprotrophes).

- *Alnicola* (= *Naucoria*) : mycéno-collybioïde, odeur nulle, raphanoïde, farineuse ou aromatique. Chair fragile. Mycorrhizien toujours associé aux Aulnes.



Figure 233. *Alnicola* sp. Photo : G. Polese

- *Hebeloma* : collybio-tricholomoïde, chapeau obtus ou convexe étalé, souvent terne, odeur raphanoïde, terreuse, sucrée ou chocolatée, parfois différente. Chair plus consistante ou élastique. Mycorrhizien.



Figure 234. *Hebeloma* grp. *crustuliniforme*. Dessin : G. Polese

- *Hymenogaster* : genre gastéroïde, éventuellement hypogé, pourvu d'un hyménium bien conformé.
- *Phaeocollybia* (*P. arduennensis*) : silhouette mycéno-collybioïde, chapeau conique mamelonné et stipe profondément radicant, mycorrhizien.



Figure 235. *Phaeocollybia arduennensis*. Dessin : G. Polesel

- *Galerina* : silhouette mycénoïde, parfois collybioïde, chapeau souvent hygrophane, prumineux ou glabre. Spores verruqueuses à plage lisse, le plus souvent. Saprotrophe.
- *Flammula* : autrefois rangée parmi les *Pholiota*.
- *Psilocybe* : mycénoïde à collybioïde, lames ventrues ascendantes ou horizontales largement adnées, voile partiel souvent rudimentaire, stipe lavé de bleu verdâtre à sa base, sporée brun-violacée et chrysocystide absente. Notons que ce genre a été dépouillé de la plupart de ses membres et qu'il ne reste aujourd'hui que le groupe de *P. semilanceata*.

ii. Inocybaceae

Sporée brun tabac ou brun grisâtre. Ectomycorrhiziques terricoles.

- *Inocybe* : genre unique de la famille, renfermant de très nombreuses espèces difficiles à distinguer sur le terrain (les critères systématiques sont principalement microscopiques et concernent les morphologies des spores et des cystides). Chapeau conique ou mamelonné, parfois obtus. Revêtement vergeté, fibrilleux, rimeux, parfois squamuleux ébouriffé. Lames à arête souvent givrée. Odeur spermatique dans la majorité des cas, parfois différente.



Figure 236. *Inocybe asterospora*. Dessin : G. Polese

iii. Cortinariaceae

Sporée rouille et spores ornementées. Trophisme symbiotique.

- *Cortinarius* : voile partiel normalement cortiniforme, parfois fugace ou invisible. Spores verruqueuses. Genre extrêmement vaste et d'autant plus difficile, nécessitant un investissement intellectuel considérable (et beaucoup de sang-froid...). La systématique interne est très complexe et divergente selon les auteurs et il n'est possible de la présenter qu'au travers d'un schéma simplifié des sous-genres :
 - *Cortinarius* : réaction aux bases fortes de la chair en rouge à brun-noir ; chapeau sec, fibrillo-velouté ; tricholomoïde ou collybioïde ;
 - *Sericeocybe* : chapeau sec, fibrillo-soyeux, parfois méchulo-squamuleux ; lames souvent bleues avant la maturation des spores,
 - *Dermocybe* : chapeau sec, couleurs vives, plutôt collybioïde,
 - *Telamonia* : chapeau sec, mycéno-collybioïde à tricholomoïde
 - *Phlegmacium* : chapeau visqueux ou lubrifié, stipe sec, silhouette souvent robuste,
 - *Myxacium* : chapeau visqueux et stipe visqueux, silhouette souvent élancée.



Figure 237. *Cortinarius violaceus*. Dessin : G. Polesel



Figure 238. *Cortinarius cinnamomeus* (*Dermocybe*). Dessin : G. Polesel

iv. *Gymnopilaceae* (Inéd.)

- *Gymnopilus* : sporée rouille vif et cortine fréquente, parfois anneau ; généralement saprotrophe lignicole.



Figure 239. *Gymnopilus junonius*. Dessin : G. Polesel

v. *Crepidotaceae*

Sporée brune plus ou moins foncée, mais souvent terne ; spores généralement ornementées pour les espèces stipitées. Espèces saprotrophes. Revêtement piléique peu différencié, jamais hyménodermique ni même trichodermique.

- *Crepidotus* : silhouettes pleurotoïdes, souvent petites ou moyennes, peu charnues, sporées ocre rosé à brunes, stipe réduit ou nul. Microscope indispensable.



Figure 240. *Crepidotus variabilis*. Dessin : G. Polese

vi. Tubariaceae

Sporée brun pâle à brun moyen, lisse ou très faiblement ponctuée. Espèces saprotrophes. Revêtement à tendance trichodermique, assez nettement différencié, ou organisé en squames ou mèches articulées.

- *Tubaria* : collybioïde ou mycénoïde, lames subdécurrentes à décurrentes, revêtement fibrilleux, parfois un peu tomenteux, en général sec.



Figure 241. *Tubaria conspersa*. Dessin : G. Polese

- *Flammulaster* : mycéno-collybioïde, de petite taille, lames adnées échancrées, revêtement granuleux ou ponctué, sec.
- *Phaeomarasmius*, notamment *P. erinaceus*, saprotrophe de saule en milieu humide.

vii. Strophariaceae

On trouve ici des espèces saprotrophes ou parasites, présentant deux gammes de sporées (brune ou noir violacé). Mais deux éléments assurent l'homogénéité relative de cette famille.

Il s'agit de la présence fréquente de chrysocystides (cystides à inclusions jaunes dans l'ammoniaque et fixant le bleu lactique) et également de spores pourvues d'un pore germinatif. Selon la couleur de la sporée, on peut distinguer deux sous-familles :

➤ *Pholiotoideae*

Sporée brune. Chrysocystides inconstantes.

- *Kuehneromyces* : cespiteux et lignicole, chapeau hygrophane, spores finement rugueuses en MEB. Son représentant, *K. mutabilis* est à comparer avec *Galerina marginata*...



Figure 242. *Kuehneromyces mutabilis*. Photos : G. Polese

- *Pholiota* : souvent lignicole, à chapeau, un peu hygrophane, écailleux ou non, et spores lisses.



Figure 243. *Pholiota jahnii*. Photo : G. Polese

- *Agrocybe* : chapeau relativement charnu à revêtement hyménodermique, voile partiel présent ou non. Espèces humicoles, terricoles ou lignicoles. Notons que *Cyclocybe* (ancien *Agrocybe*) est actuellement genre *incertae sedis*.

➤ *Stropharioideae*

Sporée brune violacée à noire violacée. Chrysocystides généralement constantes.

- *Stropharia* : collybioïde ou tricholomoïdes, à voile partiel bien développé, chapeau souvent visqueux, sporée brun-violacée. A été découpé en d'autres genres : *Leratiomyces*, *Hemistropharia*, *Protostropharia*...



Figure 244. *Stropharia caerulea*. Dessin : G Polese

- *Hypholoma* : mycénoïde à collybio-tricholomoïde, lignicole ou humicole, voile partiel souvent cortiniforme ou fugace, sporée brune violacée.



Figure 245. *Hypholoma fasciculare*. Dessin : G. Polese

- *Deconica* : anciens *Psilocybes* qui n'ont pas cette coloration bleue au bas du stipe et qui ont les lames adnées à subdécurrentes. Pas de chrysocystides.

Rappelons que les *Psilocybes* sont maintenant rangés dans les *Hymenogastraceae*.

viii. *Bolbitiaceae*

Cette famille est définie par la somme des caractères suivants : revêtement piléique hyméniforme à épithélial (élément majeur de la définition) d'où l'aspect du chapeau souvent ridé craquelé, espèces saprotrophes, sporée brune à rouille.

- *Bolbitius* : mycénoïde, à chapeau lubrifié ou visqueux, plus ou moins déliquescent ou fragile à maturité, sporée rouillé-vif.
- *Conocybe* : souvent mycénoïde, chapeau hémisphérique (parfois conique) puis étalé convexe, lames rouillées à maturité. Genre difficile où le microscope est indispensable, avec présence fréquente de cystides particulières en forme de carafe à vin (cystides lécithiformes), et spores à pore germinatif.



Figure 246. *Conocybe echinata* (= *C. sordida*). Dessin : G. Polese

- *Pholiotina* : comme ci-dessus, mais voile partiel développé ou trame à médiostate différenciée.



Figure 247. *Pholiotina velata*. Photo : G. Polese

ix. Panaeolaceae

- *Panaeolus* : lames nuageuses (maturation des spores hétérogène par plages), chapeau hémisphérique à conico-convexe, ridulé ou craquelé, stipe souvent prumineux, avec de très fines gouttelettes colorées en noir par les spores.



Figure 248. *Panaeolus rickenii*. Photos : G. Polesel

12. Boletales

Le nom de cette ordre évoque immédiatement les « bolets », mais les caractères utilisés dans la systématique moderne permettent d'inscrire des familles non bolétoïdes (des groupes qui faisaient autrefois partie des *Gasteromycetidae* et certains des *Aphyllorphomycetidae*).

Tout en étant confirmées dans leur position actuelle par la phylogénie, à côté des champignons typiquement lamellés (*Agaricomycetidae*), les *Boletales* aujourd'hui ont un rôle comparable à celui des *Russulales* « modernes » en servant de colonne vertébrale à un phylum bien distinct que l'on pourrait appeler *Boletanae*.

L'homogénéité de ce phylum est caractérisée par des arguments anatomiques (spores, cystides, trames, etc.) mais surtout chimiques avec les dérivés de l'acide pulvinique. Une définition possible de cet ordre est donc la suivante :

- Hyménophore lamellé ou tubulé-poré, et alors séparable de la chair du basidiome ; parfois hyménophore lisse ou mérulioïde ou encore basidiome gastéroïde.
- Sporée généralement brune (parfois pâle ou avec une teinte verdâtre), rarement blanche.
- Texture fibreuse charnue, rarement cassante, en tout cas jamais ligneuse.

Nous présenterons la composition de cet ordre en organisant les familles selon quatre types morphologiques des basidiomes (corticioïde, agaricoïde, bolétoïde et gastéroïde), en prenant en compte les changements éventuels imposés par la phylogénie :

À morphologie corticioïde (donc d'anciens *Aphyllorphomycetidae*)

Citons surtout la famille des *Serpulaceae* où l'hyménophore est mérulioïde (plissé alvéolé) où se range *Serpula lacrymans*, la redoutable Mérule domestique.

À morphologie agaricoïde

i. *Hygrophoropsidaceae*

Silhouette clitocyboïde, spores lisses, blanches à jaunâtre, hyphes bouclés, lames fourchues, saprotrophes. Un genre : *Hygrophoropsis*.



Figure 249. *Hygrophoropsis aurantiaca*. Dessin : G. Polesel

ii. *Paxillaceae*

Silhouette également clitocyboïde mais plus robuste, spores brunes, elliptiques, cystides semblables à celles de nombreux bolets, hyphes bouclés. Ectomycorrhiziques.

- *Paxillus* : lamellés, dont la trame est gélifiée.



Figure 250. *Paxillus involutus*. Dessin : G. Polese!

- *Gyrodon* : tubulé poré à tube très courts mais décurrents

iii. Tapinellaceae

Comme la famille précédente mais le port est plus ou moins pleurotoïde. Espèces saprotrophes. Lames à trame non gélifiée, anastomosées au moins vers le pied. Un genre : *Tapinella*.

iv. Gomphidiaceae

Spores brun foncé à noires, typiquement bolétoïde (c'est-à-dire fusiformes à dépression supra-apiculaire), grandes cystides cylindracées fréquentes, voile partiel glutineux, et chapeau souvent lubrifié à cireux. Mycorrhiziques de conifères. Deux genres : *Gomphidius* et *Chroogomphus*.

À morphologie bolétoïde

v. Boletaceae

C'est une vaste famille qui rassemble une grande partie des « bolets ». Les spores sont typiquement bolétoïdes, banales et lisses. La sporée est souvent olivâtre à brune. Boucles nulles ou presque. De très nombreux genres :

- *Buchwaldoboletus* : sur sciure et bois pourri
- *Aureoboletus* et *Chalciporus* : à revêtement lubrifié à visqueux
- *Porphyrellus* : revêtement velouté, terne et sombre, sporée porphyre
- *Boletus* : revêtement lubrifié, gras ou sec, et stipe trapu, ventru ou obèse. Notons que ce genre a été dégrossi pour donner d'autres genres : *Rubroboletus*, *Neoboletus*...



Figure 251. *Boletus edulis*. Dessin : G.Polesel



Figure 252. *Boletus erythropus*. Dessin : G. Polesel

- *Tylopilus* : comparable au précédent mais sporée rose.



Figure 253. *Tylopilus felleus*. Photo : G. Polesel

- *Xerocomus* : revêtement normalement sec et velouté, stipe cylindracé, plutôt élancé ou grêle. Notons que ce genre a été en partie éclaté pour aboutir à une myriade d'autre genres : *Xerocomellus*, *Cyanoboletus*, *Hortiboletus*, *Imleria*...



Figure 254. *Imleria badia*. Dessin : G. Polese

- *Pseudoboletus* : parasite de sclérodermes ;
- *Leccinum* : stipe élancé, granuleux squamuleux, d'aspect raboteux rugueux, tubes souvent ventrus ascendants.



Figure 255. *Leccinum duriusculum*. Dessin : G. Polese

- *Leccinellum* : une partie des anciens *Leccinum*.
- *Strobilomyces* : spores elliptiques à subglobuleuses, verruqueuses à réticulées ; l'ornementation est surmontée par une épispore mucilagineuse.
- Etc.

À morphologie gastéroïde

vi. *Sclerodermataceae*

L'ancien ordre des *Sclerodermatales*, aujourd'hui devenu une famille au sein des *Boletales*, est caractérisé (pour les espèces gastéroïdes) par l'absence d'hyménium (basides en bouquets irréguliers ou sans ordre, dans toute la gléba), l'absence de capillitium (parfois un pseudo-capillitium), un péridium souvent épais, et des spores plus ou moins sphériques, ornementées (verruqueuses, épineuses ou réticulées), portant généralement des trophocystes (hyphes fragmentés les couvrant partiellement), s'articule en trois sous-familles :

Sous famille des *Calostomatoideae*

- *Astraeus* : morphologie proche des *Geastraceae*, sans hyménium.
- *Pisolithus* : gléba divisée en pseudo-péridioles.

Sous famille des *Gyroporoideae*

- *Gyroporus* : boletoïde, revêtement très sec, stipe creux caverneux.

Sous famille des *Sclerodermatoideae*

- *Scloderma* : péridium épais, rhizomorphes fréquents, spores brunes, globuleuses, verruqueuses ou réticulées.



Figure 256. *Scloderma citrinum*. Photo : G. Polese

vii. Rhizopogonaceae (= Suillaceae)

De morphologie bolétoïde ou hypogée, spores hyalines, très petites et plus ou moins cylindriques ou cylindro-elliptiques, ectomycorrhiziques, surtout associés aux conifères.

- *Rhizopogon*
- *Suillus* : revêtement lubrifié à visqueux, voile partiel éventuellement présent.

➤ **PHALLOMYCETIDAE (ou ce qui reste des « gastéros »...)**

Les « Gastéromycètes » sont donc très malmenés par les classificateurs modernes. En effet, la présence de basides à l'intérieur du basidiome ne suffit plus pour que l'espèce en cause soit rangée dans cette catégorie. Ce type d'organisation résulte d'une évolution rencontrée dans la plupart des lignées évolutives de *Basidiomycota* (on en trouve des traces depuis les champignons à basides cloisonnées). Chacune de ces lignées évolutives a « essayé », de son côté et indépendamment de ses voisines, plusieurs types de basidiomes (corticioïdes, polyporoïde, hydnoïde, agaricoïde, gastéroïde, etc.), certains de ces types ayant pu disparaître au cours des temps géologiques.

C'est pourquoi aujourd'hui, on place de nombreux champignons « gastéroïdes » dans des familles d'*Agaricomycetideae*, comme nous l'avons observé tout au long de cette classification. Toutefois, c'est la nouvelle sous-classe des *Phallomycetideae* qui accueille aujourd'hui le « dernier bastion des Gastéros », ces formes gastéroïdes n'ayant pas de parenté directe avec les familles agaricoïdes (ou autres...). Remarquons cependant que les membres de l'ordre des *Gomphales* (ci-dessous), ne sont pas gastéroïdes mais majoritairement clavarioïdes, ce qui complique un peu la situation actuelle.

1. *Gastrales*

i. *Gastraceae*

Exopéridium rompu en branches imitant une étoile, endopéridium relativement sphérique percé par des ostioles à maturité. Genres *Gastrum* et *Myriostoma*.



Figure 257. *Gastrum michelianum*. Dessin : G. Polesel

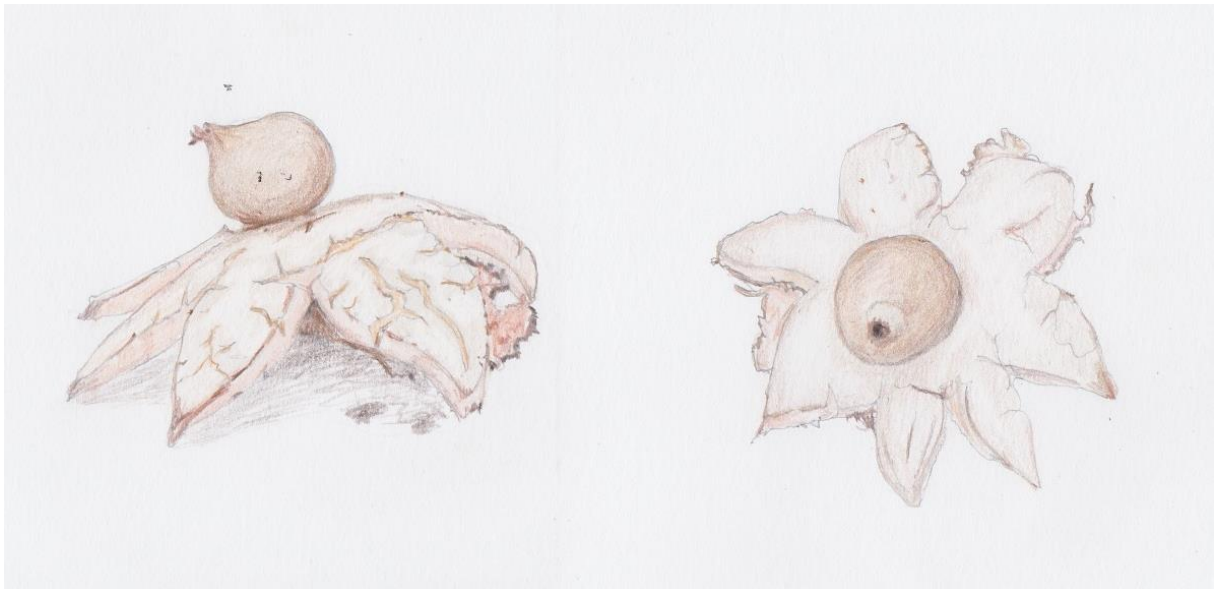


Figure 258. *Geastrum sessile*. Dessin : G. Polesel

ii. *Sphaerobolaceae*

Morphologie semblable mais mécanisme de dissémination tout à fait différent (éjection d'une sphérule à l'instar de certaines *Nidulariaceae* (*Agaricales*)).



Figure 259. *Sphaerobolus stellatus*. Photo : G. Polesel

2. *Gomphales*

Cet ordre rassemble des espèces présentant des morphologies diverses (de type clavaire, chanterelle...), sur l'argument d'une spore souvent particulière (couleur brune, silhouette fusöide à paroi ornementée) ou de particularités chimiques et anatomiques. L'affinité avec ce « Cœur des Gastéros » vient d'arguments moléculaires.

i. Clavariadelphaceae

Clavariadelphus (clavarioïde)

ii. Phaeoclavulinaceae

Phaeoclavulina (clavarioïde)



Figure 260. *Phaeoclavulina curta*. Dessin : G. Polese

iii. Gomphaceae

Gomphus (cantharelloïde) et *Ramaria* (ex-*Ramariceae*, clavarioïde)

3. Hysterangiales

Ordre placé ici en raison de ses affinités avec l'ordre suivant, à hyménium, péridium cartilagineux ou gélatineux et gléba gélatineuse. Il s'agit pour la plupart d'espèces très rares et difficiles à trouver en raison de leur caractère hypogé.

iv. Hysterangiaceae :

Hysterangium et *Phallogaster*.

4. Phallales

- Hyménium vrai présent
- Basidiome hypogé puis épigé, avec un réceptacle de forme variable (phallique, étoilée, en sphère ajourée, etc.)
- Péridium gélatineux, qui à maturité du basidiome, donne une volve basale.
- Gléba mucilagineuse, brun-olivâtre, souvent très malodorante (odeur de cadavre...)
- Spores hyalines à olivacées, cylindriques ou ellipsoïdes, lisses.

i. Phallaceae

Réceptacle cylindracé « phallique »

- *Phallus* : à tête fertile posée sur le sommet du pied comme un « dé à coudre »



Figure 261. *Phallus impudicus*. Dessin : G. Polesel

- *Mutinus* : à tête fertile continue avec le stipe

ii. Clathraceae

Réceptacle en forme d'étoile, parfois porté par un pied plus ou moins développé et en forme de sphère ajourée. Des variations existent sur ce modèle. C'est une famille surtout tropicale, un des genres connu en Europe est *Clathrus*.



Figure 262. *Clathrus ruber*, photographié dans les espaces verts du CHR de Lille lors d'une sortie avec l'Atelier Pétales et Lamelles. Photo : G.Polesel

V. LE CHAMPIGNON : COMESTIBLE OU TOXIQUE ?

Le principal attrait des champignons aux yeux du profane est leur intérêt gastronomique. La mycophagie, définie comme la consommation des champignons à des fins culinaires, est pour beaucoup la porte d'entrée vers la mycologie. Une espèce est qualifiée de comestible lorsqu'elle est largement consommée, de longue date, sans avoir jusqu'à présent été incriminée dans un accident sérieux. Comme on va le voir, la description récente de syndromes d'intoxication jusqu'alors ignorés doit inciter à la prudence. Le consommateur, comme le déterminateur, doit se tenir informé des connaissances actuelles en ce domaine et il ne doit pas se fier aux affirmations concernant la comestibilité qui figurent dans les ouvrages anciens, et aucun crédit aux dictons populaires, assurant prétendument l'innocuité de telle ou telle catégorie, sur la base de critères parfois fantaisistes (exemple d'ânerie : les champignons mangés par les limaces sont aussi bons pour nous !).

Par ailleurs de nombreux champignons, bien qu'ils ne soient vraisemblablement pas toxiques, ne peuvent pour autant être consommés car étant de consistance trop coriace ou de taille trop petite (j'ai entendu parler d'un unique toast d'une centaine de *Strobilurus esculentus*), ou encore parce qu'ils possèdent une odeur et/ou une saveur désagréable (amertume, âcreté...). En fait, sur les milliers d'espèces existantes de macromycètes, très peu sont d'intérêt culinaire incontestable. De plus il existe d'innombrables confusions possibles entre les comestibles et les toxiques. La prudence est de mise !

En tant que pharmaciens, de par notre diplôme d'État, il existe une sorte d'obligation morale vis-à-vis de l'identification des champignons. En tant que mycologue, c'est un choix personnel. Quoiqu'il en soit, c'est une énorme responsabilité que d'identifier des champignons, ou de détecter une intoxication. Cela demande une actualisation permanente de ses connaissances, et d'être certain de son identification. C'est probablement cette nécessité d'investissement intellectuel, mais aussi la responsabilité qui en découle, qui décourage bon nombre de pharmaciens à proposer aujourd'hui, voire assurer (du fait de cette obligation morale), ce service auprès de la population.

Pourtant, qu'on se le dise, il y a là un problème. De nos jours, le phénomène (ou mouvance peut être ?) d'un « Retour à la Nature », combiné à l'essor des régimes végétarien/végétalien/végan a un impact plus qu'important sur la population profane, et il nous faut répondre présent pour, non pas l'alimenter, mais prévenir cette population ignorante des dangers potentiels que représente une mycophagie aveugle. Non pas que je sois en train de dire qu'il ne faut pas consommer de champignons, juste qu'il faut être très prudent, et avoir des connaissances solides, tant pour le récolteur mycophage, que le pharmacien déterminateur. La mycophagie peut être une expérience gastronomique tout à fait singulière, voire exceptionnelle, autant la faire en toute sécurité.

On peut résumer le rôle du pharmacien-mycologue avec trois mots : **identifier, diagnostiquer, prévenir.**

Alors que faire en cas d'intoxication ? Il faut avant tout poser les bonnes questions pour acquérir les informations essentielles à un bon diagnostic :

- Délai d'apparition des symptômes ? (conditionne le pronostic)
- Description des symptômes ?
- Combien d'espèces ? En quelle quantité ?
- Un seul repas, ou plusieurs ? (problématique d'allergie)
- Combien de convives ? (rôle préventif)
- Y a-t-il eu consommation d'alcool ? (implication pour un syndrome particulier)
- Champignons crus ou cuits ?

A) Les champignons comestibles

Au cours de mes diverses sorties, j'ai rencontré un certain nombre de mycophages. Leur intérêt se portait essentiellement sur les « bolets » en particulier *Boletus edulis*, *Imleria badia*, *Boletus erythropus* ; c'est ce qui donne la réputation à Andigny d'être « un bois à cèpes ».

B) Les champignons toxiques

(Source : DU de mycologie 2017, cours de Monsieur Stéphane Welti)

Si quelques champignons sont renommés pour leurs qualités gustatives, d'autres le sont pour leur toxicité, à des degrés divers.

On distinguera deux types de toxicité chez les champignons :

- Le **mycétisme** pour désigner l'ensemble des intoxications provoquées par l'ingestion (souvent accidentelle) de macromycètes « supérieurs » (Asco- et Basidiomycota)
- Et les **mycotoxicoses**, qui quant à elles, correspondent aux intoxications aiguës ou chroniques consécutives à la consommation de denrées contaminées par une toxine sécrétée par des champignons « inférieurs ».

1) Le Mycétisme

Il existe des milliers d'espèces de champignons, rien qu'en France, mais seules quelques centaines sont réellement toxiques (dont une trentaine mortelles). Toutefois certaines de ces espèces sont très fréquentes et il convient de les connaître. On dénombre en France plus d'une centaine d'espèces dont la toxicité est établie et bon nombre d'espèces, dont le statut n'a pas été évalué, doivent être alors considérées comme suspectes et potentiellement toxiques.

Les champignons sont responsables de plusieurs centaines de cas d'intoxication par an en France, la plupart à la suite d'une confusion avec une espèce comestible. En 2006, le Centre Antipoison (CAP) de Lille a relevés 294 cas d'intoxications par les champignons.

Source : <http://cap.chru-lille.fr/PS/rapport/chiffres/pdf-bilan-cap2006.pdf>

Plus récemment, le rapport d'activité de l'ANSES mentionne : « en 2017, 1 386 cas d'intoxications dues à des champignons ont enregistrés par le réseau des Centres Antipoison pendant la période de surveillance. Ces intoxications sont survenues majoritairement en septembre (35,6 % des cas) et en octobre (38 %) avec des pics respectifs de 291 cas, fin

septembre et 215 cas, début octobre. L'année 2017 a également été marquée par un nombre élevé de cas graves : 41 cas de gravité forte dont 3 décès, ont été enregistrés par les Centres antipoison contre 9 cas de gravité forte en 2016. Parmi les 41 cas, trois ont nécessité une greffe hépatique ».

Source : https://www.anses.fr/fr/system/files/RA2017_Toxicovigilance.pdf

Le rapport d'activité de l'Anses pour 2018 mentionne également une augmentation des cas d'intoxication, notamment début novembre : « sept cas graves ont été enregistrés de juillet à décembre 2018, dont quatre au mois de novembre ».

Source : <https://www.anses.fr/fr/system/files/RA2018.pdf>

L'identification à posteriori de l'espèce impliquée, via les restes de repas, les selles ou le vomi du patient hospitalisé (oui, je sais, c'est moche...) n'est parfois pas toujours possible ! On peut parfois se rabattre sur des photos... On cherche à identifier le champignon par tous les moyens ! C'est pourquoi l'amateur ne doit JAMAIS consommer un champignon dont il n'a pas établi l'identité avec certitude. Il n'existe aucun moyen empirique pour identifier le caractère toxique ou non d'un champignon ! La mycophagie requiert un savoir de base permettant de reconnaître les espèces mortelles ainsi que les principaux toxiques. En cas de doute, mieux vaut s'abstenir ou bien s'adresser à une personne compétente ! Au risque de se répéter, il faut également se méfier des ouvrages anciens qui ne recensent pas certains syndromes décrits récemment.

2) Classifications des intoxications

Les champignons toxiques ne sont pas classés en fonction des toxines impliquées car, pour un même syndrome, plusieurs molécules peuvent être incriminées ; parfois elles ne sont pas identifiées du tout... Les champignons toxiques sont classés par les **syndromes** qui sont les ensembles de désordres physiologiques et tableaux cliniques qu'ils provoquent.

On a coutume de distinguer les syndromes d'incubation courte, pour lesquels les symptômes se manifestent dans un délai inférieur à six heures et qui sont généralement de pronostic favorable (sauf quelques cas exceptionnels), des syndromes d'incubation longue, d'un délai supérieur à 6 heures, qui sont en principe beaucoup plus sévères (pronostic vital engagé). Le terme incubation fait ici référence à l'intervalle de temps, ou délai, qui sépare la première ingestion de l'apparition des symptômes.

Il faut garder à l'esprit que cette distinction n'est pas applicable en cas de consommation excessive ou encore en cas de mélange d'espèces à syndrome court et d'autres à syndrome d'incubation longue au cours d'un même repas.

a. Syndromes d'incubation courte (incubation inférieure à 6h)

1. Syndromes à la frontière du mycétisme

Le champignon est ici le vecteur de l'intoxication mais non la cause !

La consommation des champignons, même comestibles, peut induire chez certaines personnes divers désagréments, principalement intestinaux. Les champignons sont des aliments relativement peu digestes : ils contiennent des molécules difficilement assimilables auxquelles certaines personnes sont plus sensibles que d'autres. On trouve en particulier dans

les champignons de la chitine, dérivé azoté de nature polysaccharidique proche de la cellulose et constituant la paroi cellulaire. Ils renferment également des sucres particuliers : tréhalose et mannitol.

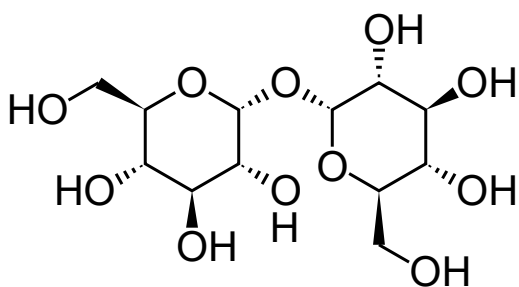


Figure 263. Structure moléculaire du tréhalose . Source Wikipédia

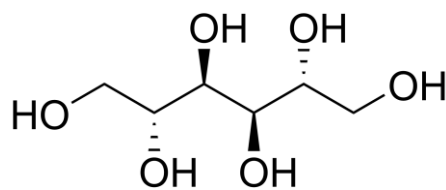


Figure 264. Structure moléculaire du mannitol. Source : Wikipédia

Le tréhalose est un disaccharide rare chez les plantes supérieures mais commun chez les fungi dans les jeunes sporophores qui peuvent en contenir plus de 2%. Or son assimilation nécessite l'action d'une enzyme, la tréhalase, qui le transforme en glucose absorbable par la muqueuse intestinale. Il se trouve que certaines personnes présentent un déficit génétique partiel ou total en cette enzyme. Les personnes qui ont cette carence voient la consommation de champignons suivie de pénibles dérangement gastro-intestinaux provoqués par la fermentation du tréhalose par les microorganismes de la flore intestinale commensale, on parle de diarrhées de fermentation.

Quant au mannitol, il peut provoquer aussi des débâcles intestinales par effet laxatif osmotique.

Il est par conséquent recommandé de consommer les champignons comestibles avec modération, et de ne pas abuser des espèces particulièrement indigestes telles que les grandes lépiotes (coulemelles), les armillaires, le pied-bleu...

Les champignons sont par ailleurs de véritables usines chimiques qui synthétisent un grand nombre de molécules complexes (antibiotiques) auxquelles certaines personnes peuvent se montrer allergiques (manifestations digestives mais aussi cutanées par urticaire...) ou intolérantes avec parfois des réactions spectaculaires. Mention spéciale pour *Lepista nebularis*, le Clitocybe nébuleux, qui a été incriminé plusieurs fois et qui est maintenant déconseillé de consommation.



Figure 265. *Lepista nebularis*. Dessin : G. Polesel

Les champignons, s'ils sont mal conservés ou dans un état trop avancé, peuvent être colonisés par des bactéries ou des moisissures et provoquer des intoxications alimentaires. Il faut se méfier tout particulièrement des espèces qui peuvent garder un aspect engageant malgré un âge avancé. De même que l'utilisation des sacs plastiques pour la récolte accélère la fermentation et le développement bactérien. Cela vaut aussi pour les champignons que l'on peut trouver dans le commerce ! J'ai eu l'horreur de voir dans une grande surface des champignons, commercialisés sous le nom de Pied-bleu, qui étaient loin d'être présentables, ou même identifiables...

Les mycéliums développent une très grande surface d'absorption et ils présentent une remarquable capacité de captation et d'accumulation de nombreux polluants que l'on peut retrouver dans les sporophores (pesticides, métaux lourds, radioéléments...) ils sont à ce titre utilisés pour diverses applications dans le domaine de la bio-indication. Cette propriété d'accumuler les polluants explique en partie certaines intolérances observées lors de la consommation d'espèces rudérales et pose la question de l'impact à long terme sur la santé d'une consommation répétée de champignons ainsi contaminés... On parle alors de toxicité extrinsèque. C'est pourquoi il faut éviter de récolter des champignons dans les zones polluées, en particulier au bord des routes, à proximité des champs cultivés ou encore au niveau des friches industrielles.



Figure 266. *Laccaria amethystina*, connu pour accumuler le Cesium 137. Photo : G. Polesel

Il m'a été rapporté le cas de l'intoxication collective de toute une famille ayant consommé des cèpes parfaitement identifiés mais ayant poussé sur des résidus provenant d'une tannerie proche.

Enfin certaines manifestations gastro-intestinales sont d'ordre psychosomatique et sont déclenchées par la crainte, simplement fantasmée et anxieuse, d'une réelle intoxication.

2. Syndrome résinoïdien

Ce syndrome, qui regroupe les troubles digestifs isolés qui font suite à l'ingestion d'espèces toxiques, est le plus fréquent (60% des cas d'intoxication). Il peut également apparaître en arrière-plan d'autres syndromes d'intoxication.

Qui est responsable ?

Parmi les 300 espèces incriminées, on peut citer le Tricholome tigré (*Tricholoma pardinum*), *Tricholoma josserandii*, *Megacollybia platyphylla*, les agarics des groupes de l'Agaric jaunissant (*Agaricus xanthoderma*) et de l'*Agaricus bresadolanus* (agarics à rhizoïdes et pied pseudoradicant), la plupart des entolomes dont l'Entolome livide (*Entoloma lividum* avec la vinylglycine), la plupart des hébélomes, l'Hypholome en touffe (*Hypholoma fasciculare* avec les fasciculols) le Faux-clitocybe de l'olivier (*Omphalotus olearius* et *O. illudens* avec l'illudine), le Bolet de Satan (*Boletus satanas* avec la bolesatine), le Lactaire à toison (*Lactarius torminosus*).

Pour les syndromes sévères, au temps d'incubation un peu plus long, il faut faire très attention à ne pas passer à côté d'un syndrome phalloïdien (notamment avec *E. lividum*, *O. olearius* et *O. illudens*, et *T. pardinum*)

Les confusions que l'on observe souvent :

- *Entoloma lividum* avec *Lepista nebularis* (ça n'a plus tant d'importance puisque le second est dorénavant déconseillé de consommation)
- *Omphalotus olearius* et *O. illudens* avec *Cantharellus cibarius* et *Hygrophoropsis aurantiaca*
- *Tricholoma pardinum* avec *Tricholoma terreum*
- *Tricholoma josserandii* avec *Tricholoma sculpturatum*

Les toxines responsables sont très diverses et certaines au mécanisme d'action mal connu. Elles agiraient par irritation directe de la muqueuse digestive. On retrouve aussi des molécules laxatives dans les clavaires du groupe *Ramaria formosa*. La viscosité de la cuticule des *Suillus*, si on ne prend pas la peine de l'ôter, a aussi une action laxative.

Quels symptômes ?

Les symptômes apparaissent dans un délai compris entre 15 minutes et 2 heures après le repas, et durent normalement moins de 48 heures (s'il persistent au-delà, penser tout de suite à un syndrome phalloïdien associé). Il s'agit d'un tableau clinique de gastro-entérite : le début est brutal et soudain, avec des nausées, des vomissements, de fortes diarrhées accompagnées de douleurs abdominales et parfois aussi des céphalées avec le Faux-clitocybe de l'olivier...

Le syndrome, certes fréquent, est en général sans gravité chez une personne de bonne santé. Le pronostic peut être beaucoup plus sévère lorsque l'intoxication survient sur un terrain particulier : âge extrême, insuffisance cardiaque ou rénale, dénutrition, grossesse. La déshydratation consécutive aux diarrhées et vomissements peut aggraver des escarres, favoriser des infections, également conduire à des déséquilibres électrolytiques avec troubles cardiaques, voire un collapsus cardiovasculaire et à une insuffisance rénale fonctionnelle. On recense des cas mortels avec l'Entolome livide, le Tricholome tigré et le Faux-clitocybe de l'olivier.

Quel traitement ?

Le traitement est ici symptomatique : il faut mettre en place une réhydratation (orale ou parentérale). On peut administrer des antiémétiques et des antispasmodiques. La diarrhée est en général respectée puisqu'elle permet l'évacuation de toxines. Une hospitalisation peut être décidée en fonction de l'état du patient (et de ses comorbidités), mais on observe une amélioration au bout d'un ou deux jours.

3. Le syndrome muscarinien (ou sudorien, ou cholinergique)

Ce syndrome cible le système nerveux autonome, mais sa fréquence est assez rare.

Qui est responsable ?

Cela concerne à la fois des espèces forestières ou de pelouse. De nombreux inocybes (une quarantaine d'espèces) présentent cette toxicité. C'est le cas du redoutable *Inocybe patouillardii*, le plus toxique du genre. On retrouve également parmi les espèces à toxicité muscarinienne les petits clitocybes blancs du groupe de *Clitocybe dealbata* (une quinzaine d'espèces). C'est aussi le cas des mycènes du groupe de *Mycena pura* (qui ont aussi une toxicité rénale).

Les confusions :

- Les clitocybes blancs se confondent avec le Meunier, *Clitopilus prunulus* (qui pourtant présente des lames roses à maturité...). Pensez au crash-test... (jeté contre une surface dure, les clitocybes rebondissent et le meunier s'écrase...)
- *Inocybe patouillardii* avec *Marasmius oreades* et *Calocybe gambosa*

La substance à l'origine des troubles est la muscarine, un analogue de l'acétylcholine (neurotransmetteur du système nerveux végétatif). La muscarine tire son nom de *Amanita muscaria*, la célèbre amanite tue-mouche. Cependant, la muscarine est peu concentrée chez cette espèce qui manifeste une toxicité essentiellement panthérinienne (voir plus loin).

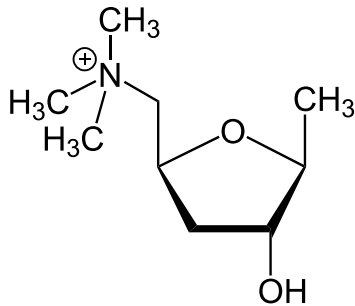


Figure 267. Structure moléculaire de la muscarine Source : Wikipédia

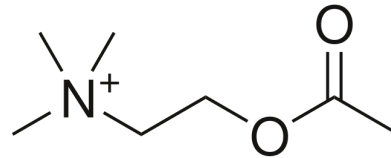


Figure 268. Structure de l'acétylcholine. Source : Wikipédia

Quels symptômes ?

Le syndrome muscarinien se manifeste très rapidement, 15 minutes à 2 heures après l'ingestion par des troubles parasympathomimétiques (par stimulation des récepteurs muscariniques). On observe une stimulation très importante des glandes exocrines avec, en particulier une sudation intense (on trempe le matelas) avec déshydratation, mais aussi une hypersialorrhée (hypersalivation), un larmoiement, une rhinorrhée (aussi augmentation des sécrétions bronchiques). La diarrhée ici est provoquée par une accélération du péristaltisme intestinal mais aussi par une augmentation des sécrétions digestives. Elle s'accompagne de crampes abdominales et parfois de nausées. La pupille se contracte (miosis), ce qui peut poser problème chez les patients atteints de glaucome. Sur le plan cardiovasculaire, on observe une vasodilatation et surtout un ralentissement du rythme cardiaque (bradycardie) et une hypotension, les symptômes régressent rapidement. L'intoxication peut être grave, voire mortelle, chez le sujet cardiaque.

Quel traitement ?

En cas d'intoxication sévère, une hospitalisation en service de réanimation est nécessaire avec une réhydratation parentérale. Il existe cependant un antidote spécifique, l'atropine, un alcaloïde issu de la belladone (*Atropa belladonna* L., famille des *Solanaceae*) aux propriétés antagonistes cholinergiques. L'administration se fait par voie injectable sous-cutanée à la dose de 0,5 mg toutes les 15 à 30 minutes avec ajustement en fonction de l'évolution du patient, s'ensuit un relais per os.

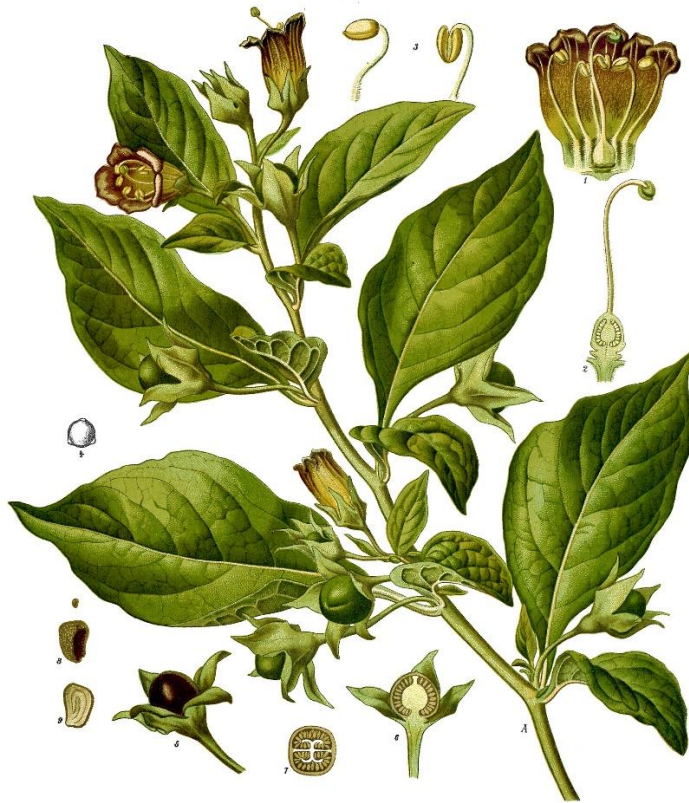


Figure 269. *Atropa belladonna*, planche de Franz Eugen Köhler. Source : Wikipédia

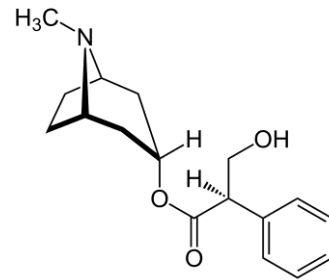


Figure 270. Structure de l'atropine. Source : Wikipédia

4. Le syndrome panthérinien (ou muscarien)

Il y a là un problème de plus en plus important de santé publique. En effet, ce syndrome induit des hallucinations et donc la consommation des espèces responsables (notamment *Amanita muscaria*) se banalise à des fins récréatives. Nous verrons que pour les psilocybes (et le syndrome qu'ils engendrent), il existe une législation, ce n'est pas le cas ici.

Qui est responsable ?

Les espèces responsables sont toutes du genre *Amanita* : *A. muscaria*, *A. junquillea*, et *A. pantherina* (la plus dangereuse, possiblement mortelle). Il faut remarquer que l'Amanite tue-mouche a longtemps été considérée comme le champignon le plus toxique qu'il n'ait jamais été connu, à tel point que beaucoup la confondent avec l'Amanite phalloïde ! Pour preuve, quand vous demandez à un profane la description d'un champignon toxique, vous aurez souvent comme réponse « la rouge à points blancs » ...

Les molécules impliquées sont très diverses, ce qui explique la variabilité du tableau clinique. On incrimine des dérivés de l'isoxazol (famille des alcaloïdes), l'acide iboténique et le muscimol.

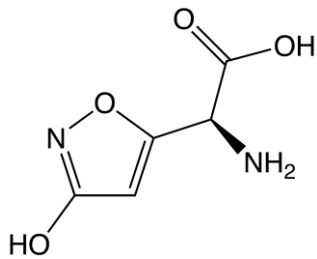


Figure 271. Structure de l'acide iboténique. Source : Wikipédia

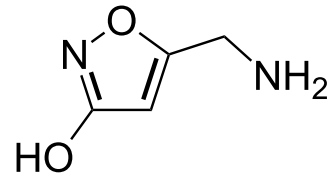


Figure 272. Structure du muscimol. Source : Wikipédia

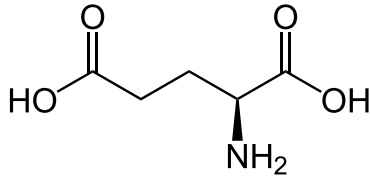


Figure 273. Structure du glutamate

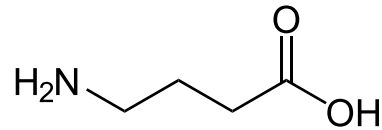


Figure 274. Structure de l'acide γ -aminobutyrique (GABA). Source : Wikipédia

L'acide iboténique agit en tant agoniste du glutamate avec un effet excitateur sur le système nerveux. Cet acide se transformera en muscimol par décarboxylation. Le muscimol est un GABA-mimétique qui intervient dans l'état de torpeur.

À ces effets, s'ajoute parfois celui de la muscarine, avec un tableau clinique combiné, le syndrome muscarino-psychotonique.

Les confusions :

- *A. pantherina* avec *A. spissa* (anneau strié)
- *A. muscaria* avec *A. caesara* (la pluie ayant lavé les flocons...)



Figure 275. *Amanita muscaria*. Dessin : G. Poesel



Figure 276. *Amanita excelsa* var. *spissa*. Dessin : G. Poesel

Quels symptômes ?

Les signes d'intoxication se manifestent entre 30 minutes et 3 heures après l'ingestion, ils durent moins de 48 heures. L'on observe au niveau périphérique des troubles digestifs inconstants et des effets végétatifs de type atropiniques avec une sécheresse des muqueuses, une tachycardie (accélération du rythme cardiaque), une vasoconstriction et de l'hypertension.

Au niveau des effets neuropsychiques, on distinguera 3 phases :

- Une première phase d'excitation avec agitation extrême, obnubilation, état ébrié, euphorie, délire avec hallucinations, convulsions.
- Le maximum de l'intoxication est observé entre 2 et 5 heures après ingestion du sporophore, avec ataxie (trouble de la coordination des mouvements), tremblements, troubles de l'accommodation, fasciculations musculaires, paresthésies, mydriase.
- Le sujet entre ensuite dans un état de dépression, de torpeur, d'abattement, de sommeil profond proche du coma (avec parfois des convulsions) et avec amnésie au réveil.

La régression advient spontanément en 8 à 12 heures.

L'intoxication, peu importante à faible dose, est particulièrement dangereuse en cas d'antécédents vasculaires ; l'amanite panthère est responsable de quelques cas mortels.

Signalons l'intérêt ethnomycologique de ce type d'intoxication, alors volontaire. De nombreuses peuplades, en particulier en Sibérie, mais aussi de l'Alaska au Mexique, ont fait usage de l'amanite tue-mouche dans le cadre de rituels chamaniques. L'ingestion volontaire du champignon par le chaman (la communication avec les esprits est vue comme un sacrifice pour le chaman) lui permettait d'atteindre un état de transe avec hallucinations, propice aux cérémonies divinatoires.

Quel traitement ?

Le traitement de l'intoxication panthérinienne nécessite une hospitalisation. Il est important de mettre la victime au calme, d'administrer si nécessaire et avec prudence lors de la phase d'excitation des calmants de type benzodiazépines ou des barbituriques (si convulsions). Les effets anticholinergiques peuvent être traités par de la physostigmine. Il ne faut surtout pas administrer d'atropine comme dans le syndrome précédent.

5. Le syndrome psilocybien (ou psychodysléptique, ou narcotinique).

Ce syndrome résulte d'intoxications le plus souvent volontaires, et concerne surtout des champignons tropicaux. Il y a toutefois un contexte particulier.

L'ethnologue et botaniste mycologue Robert Gordon Wasson (1898-1986) a étudié les substances enthéogènes, c'est-à-dire des substances utilisées à des fins spirituelles ou chamaniques. Son but était de prouver l'origine des religions par l'ingestion de substances. En

1954, un ami lui fit parvenir des objets en céramique et des œuvres picturales datant de l'époque précolombienne décrivant des rituels où sont utilisés des champignons. Il est allé à la rencontre des indiens Mazatèques et Chatinos au Mexique (état de Oaxaca) où il a fait la connaissance d'une chamane mazatèque, Maria Sabina Garcia (1894-1985), qui accepta de partager ses connaissances. Il invita son ami Roger Heim à étudier également ces champignons hallucinogènes, lequel décrit ainsi *Psilocybe mexicana*. Heim contacta alors son ami chimiste, le suisse Albert Hofmann (1906-2008), connu alors pour ses travaux sur l'ergot de seigle et l'acide lysergique (dont il en synthétisa le LSD en 1938, mais n'en trouva les effets qu'en 1943 avec le fameux « jour du vélo »), pour étudier les molécules hallucinogènes. Hofmann isola (et les synthétisa par la suite en 1959) ainsi les molécules responsables, la psilocine et la psilocybine. Seule la psilocine possède l'activité psychotrope, du fait que la psilocybine, étant ionisée, ne peut passer la barrière hémato-encéphalique. Ces deux molécules sont des alcaloïdes ayant une structure commune avec le tryptophane, un acide aminé précurseur de la sérotonine, que l'on retrouve par exemple dans le chocolat (d'où viendrait l'idée de consommer du chocolat noir comme antidépresseur...).

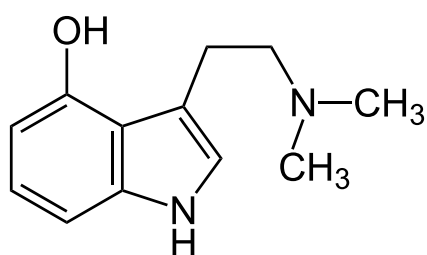


Figure 277. Structure de la psilocine. Source : Wikipédia

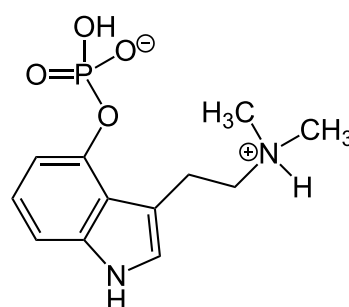


Figure 278. Structure de la psilocybine. Source : Wikipédia

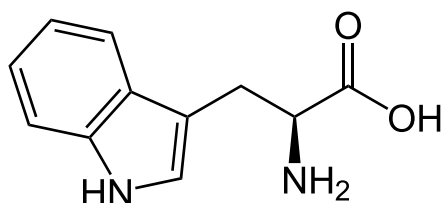


Figure 279. Structure du tryptophane. Source : Wikipédia

Le psychiatre Werner Arthur Stoll, son père président les laboratoires Sandoz (où travaillait Hofmann), mena des essais cliniques, au début des années 60, sur ces 3 molécules. La nature des essais portait sur les soins palliatifs, les addictions, les névroses, la schizophrénie... avec des résultats prometteurs et l'absence de phénomène addictif, semble-t-il. Il y a eu un tel succès pour ces essais cliniques que très vite, on retrouva ces médicaments (Indocybin* pour la psilocybine synthétique et Delysid* pour le LSD) dans des salons privés pour le développement personnel par l'expérience mystique. Et en pleine mouvance contestataire, connue sous le nom de « beat generation » (nommé ainsi par Jack Kerouac, pour définir une génération fatiguée par une Amérique puritaine, mais également prônant une libération des codes imposés), cette drogue a été largement répandue. En Europe, son usage s'est répandu dans les années 60 avec la culture psychédélique. Cette mouvance a évolué pour aboutir ou mouvement hippie ou psychédélique et culmina avec Woodstock, qui sonna également le glas du « Flower power ».

En effet, à côté de l'immense élan artistique procuré par la prise de drogues de tout horizon, des « accidents » sont survenus, notamment par la prise de LSD...

Et donc, par peur de l'émergence d'une société chaotique, les gouvernements ont réagi. Le laboratoire Sandoz arrêta la distribution des molécules, la première interdiction des substances hallucinogènes fut légiférée en Californie en 1966 par Reagan (alors gouverneur), et suivie de manière générale en 1970. En 1971 psilocybine et psilocine ont été incorporées à la liste des psychotropes placés sous contrôle international en vertu de la convention unique (sous l'ONU).

En France, c'est l'arrêté ministériel du 22 février 1990 qui inscrit sur la liste des substances stupéfiantes : la psilocybine et la psilocine, leurs isomères, leurs sels et les préparations en contenant (en annexe III) et les champignons hallucinogènes des genres *Stropharia*, *Conocybe* et *Psilocybe* (en annexe IV). De même que leur récolte, transport, vente et détention sont strictement interdits. Notons toutefois qu'hormis une espèce potentielle chez les conocybes, les genres *Stropharia* et *Conocybe* ne contiennent pas de psilocine, de psylocibine ou de dérivés.

C'est l'action qu'elles exercent sur le système sérotoninergique qui explique l'essentiel de leurs effets. La psilocybine se transforme dans l'organisme en psilocine, alors pharmacologiquement active. La phénylalanine, souvent associée, provoque des effets sympathomimétiques périphériques.

Qui est responsable ?

Actuellement, plus de 150 espèces connues (répartie dans 8 genres) sont mises en cause. Plusieurs espèces en Europe occidentale renferment de la psilocybine, en particulier quelques panéoles (*Panaeolus cinctulus* étant le moins contestable dans ce genre où d'autres espèces, en fait ont été impliquées à tort) ainsi que d'autres espèces coprophiles, comme beaucoup de Psilocybes (une centaine d'espèces) et quelques inocybes. Notons également que *Pluteus salicinus* en contient également (Courtecuisse & Deveaux et Thèse de Rémi Brief)



Figure 280. *Pluteus salicinus*. Photos : G. Polese

Mais c'est *Psilocybe semilanceata* qui en contient des taux suffisamment élevés pour déclencher les effets neurosensoriels. La richesse en psilocybine est souvent révélée par la coloration bleue (parfois verdâtre de la chair).

Les champignons hallucinogènes sont encore très employés à l'état frais ou sec pour un usage récréatif. De nos jours, Internet favorise la diffusion de ce phénomène avec la vente de kits de culture d'espèces tropicales tel que *Psilocybe cubensis* sous la mention de « truffle magic » (en fait ce sont ses sclérotés que l'on met en culture).

Quels symptômes ?

Les manifestations de l'intoxication, très variables d'un individu à un autre et d'une prise à l'autre, débutent en moins d'une demi-heure et durent entre 4 et 12 heures. On observe une stimulation du système nerveux sympathique avec tachycardie, hypertension, mydriase, asthénie parfois, troubles de l'équilibre et de la coordination motrice, ECG non perturbé, et le classique trio nausées, diarrhée, vomissements. Le sujet ressent toutefois des effets stimulants avec perte de la sensation de fatigue, facilité de parole, euphorie. On observe une désorientation spatiotemporelle, une modification de la pensée, des modifications sensorielles avec des hallucinations visuelles (déformations, visions colorées) très élaborées, une perception du temps et de l'espace perturbée, mais aussi des hallucinations auditives ou tactiles. On notera que ces hallucinations surviennent après l'ingestion de 5 à 15 g de champignons (10-20 sporophores secs). L'expérience peut parfois être très désagréable avec des visions terrifiantes, des bouffées d'angoisse avec délire paranoïaque. On parle alors de Bad-trip.

C'est bien le risque réel du LSD, faire un Bad-trip ! Cela se caractérise par une crise d'angoisse, des accès de panique, confusion, violences physiques (avec des actes auto- ou hétéro-agressifs), nausées, vomissements, céphalées, vertiges, mydriase, qui dure pendant 3 à 6 heures. Le risque étant principalement psychologique et cela s'est malheureusement soldé par des suicides (défenestrations)... Chez les personnes prédisposées, les troubles psychotiques peuvent persister durablement (on parle de syndrome post hallucinatoire persistant). Il peut se produire des flash-backs avec hallucinations jusqu'à plusieurs mois après.

Toutefois, même si ces suicides sont associés à la prise de champignons hallucinogènes, aucun lien direct n'a été établi avec la psilocybine.

Ce qui fait que la sécurité vis-à-vis de la prise de ces champignons dépend à la fois de l'état mental de la personne (et de l'existence de prédispositions pour la schizophrénie), mais également de son environnement proche.

Quel traitement ?

Avant tout, il faut mettre le patient au repos, dans une ambiance calme. Une prise en charge psychiatrique est souvent nécessaire. On peut administrer des benzodiazépines anxiolytiques en cas de fortes hallucinations. Dans les cas graves, des neuroleptiques de type butyrophénone (Haldol*, Risperdal*...) peuvent être requis.

L'antidote du LSD (et donc du Bad-trip) est la clozapine (Leponex*), découvert en 1998.

A partir de là, on a repris des études sur les substances psychédéliques en vue d'une possible réhabilitation concernant les TOC, algie vasculaire de la face, soins palliatifs...

6. Le syndrome coprinien (ou flush-syndrome)

Il s'agit d'un cas singulier d'une intoxication potentielle.

Qui est responsable ?

Les espèces en cause, essentiellement le coprin noir d'encre et ses cousins (*Coprinus atramentarius* et *C. acuminatus*, aujourd'hui renommés en *Coprinopsis*) et quelques autres coprins du groupe *micaceus*, sont considérées comme comestibles quand ils sont jeunes, à moins de consommer par la suite de l'alcool qui sera un révélateur de toxicité.



Figure 281. *Coprinus atramentarius*. Photo : G. Polesel

La toxine est un dipeptide, la coprine, qui sera hydrolysée dans l'organisme en 1-aminocyclopropanol. Ce métabolite actif présente des analogies avec le disulfirame et agit en inhibant de façon irréversible une enzyme, l'aldéhyde déshydrogénase, impliquée dans la métabolisation de l'alcool.

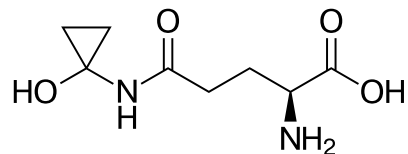


Figure 282. Structure de la coprine. Source : Wikipédia

C'est cette accumulation d'acétaldéhyde, substrat de cette enzyme rendue indisponible, qui induira les troubles observés.

Quels symptômes ?

Ces troubles sont tout à fait comparables à ceux provoqués par les produits effet « antabuse » par fois utilisés dans les sevrages alcooliques.

Les symptômes ressentis, apparaissant parfois dans les 30 minutes, sont une sensation intense de malaise avec anxiété et agitation, des troubles vasomoteurs (vasodilatation) avec

céphalées, flush (rougeur du visage), bouffées de chaleur (sensation de gonflement du thorax et du visage), hypotension et tachycardie (palpitations). Le sujet ressentira également des vertiges, des nausées, des bourdonnements d'oreille. Le syndrome est généralement bénin et disparaît en 2 à 8 heures mais il s'est produit chez certaines personnes présentant des antécédents de faiblesse cardiaque des cas de cardiopathie ischémique (collapsus).

Ces troubles sont rémanents peuvent récidiver en cas de prise d'une boisson alcoolisée dans une limite de 3 à 5 jours après le repas de coprins. Il est alors difficile de faire le lien entre le malaise et la consommation de champignons.

Quel traitement ?

Il consiste en une suppression de l'alcool sous toutes ses formes pendant 3 à 5 jours (boissons, médicaments contenant de l'alcool). Si nécessaire, on peut administrer des benzodiazépines, des bêtabloquants (ou autres antiarythmiques) si les troubles cardiaques sont importants. Le fomépizole (antagoniste de l'alcool déshydrogénase) peut parfois être utilisé.

7. Le syndrome hémolytique

Qui est responsable ?

Cette intoxication peut survenir lorsqu'on mange crues ou insuffisamment cuites des espèces qui sont comestibles bien cuites. De nombreuses espèces contiennent des hémolysines. Certaines espèces en contiennent de fortes concentration. Citons les morilles, les helvelles, certaines pézizes, quelques amanites (*A. rubescens* et *A. spissa* et les amanites sans anneau comme *A. vaginata*) et certains bolets (*B. erythropus*).



Figure 283. *Amanita rubescens*. Dessin : G. Polese

Lorsqu'on consomme ces champignons, il faut les cuire suffisamment longtemps sans les couvrir. En effet, les hémolysines sont des glycoprotéines hémolysantes très fragiles, qui sont thermolabiles (détruite par la chaleur) et qui résistent mal aux sucs digestifs. Il est toutefois aberrant d'observer dans des émissions de cuisine des carpaccios de morilles...

Quels symptômes ?

Si on ne prenait pas cette précaution, la consommation de ces espèces insuffisamment cuites provoquerait des troubles digestifs (diarrhées, vomissements). Dans de rares cas d'intoxication massive peuvent apparaître des signes d'hémolyse, une destruction des hématies, avec pâleur, courbatures, frissons dus à la fièvre, dyspnée et fatigue, hypotension avec tachycardie. Il y a également une hémoglobinurie entraînant une néphropathie tubulaire, puis une insuffisance rénale aiguë puis une insuffisance chronique si non traitée. On observe une oligurie anurie avec ictère hémolytique, urine foncées par l'urobiline, et jaunisse.

Il est intéressant de noter que l'hémolysine n'est pas absorbée par le tractus digestif. Il n'y a pas de passage systémique.

Quel traitement ?

Traitement symptomatique.

b. Syndromes à incubation longue

1. Syndrome phalloïdien

Ce syndrome est responsable de plus de 95% des cas d'intoxications mortelles. Les progrès réalisés dans le domaine de la réanimation et de la transplantation hépatique ont ramené le taux de mortalité, autrefois encore bien plus élevé, à environ 15% des cas.

Les espèces responsables sont tout d'abord les amanites mortelles : en premier lieu l'Amanite phalloïde, *Amanita phalloides*, en cause dans plus de 90% des empoisonnements, suivie des amanites blanches mortelles (*Amanita virosa* et *Amanita verna*), ainsi que leur satellites directs. Les petites lépiotes comme *Lepiota helveola*, *L. brunneoincarnata*, *L. brunneolilacina*, *L. josserandii* etc. présentent également cette toxicité. Il en est de même pour la galère marginée (*Galerina marginata*) et les espèces proches (*G. autumnalis*, etc.) dont la dangerosité n'est connue que depuis les années 1950. Enfin *Pholiotina filaris* présente la même toxicité.

Avec quelles espèces peut-on les confondre ?

- *A. phalloides* avec *Tricholoma sejunctum* (qui ne présente pas de volve en sac ou d'anneau !)
- *A. virosa* et *A. verna* avec les *Agaricus* au sens large (chez les jeunes agarics, les lames sont roses avant de noircir, elles restent blanches chez les amanites ; pas de volve en sac chez les agarics)
- *G. marginata* avec *Kuehneromyces mutabilis* (distinction très difficile car le caractère macroscopique est subtil : *G. marginata* a un anneau tandis que *K. mutabilis* possède une armille fugace. En revanche ces espèces sont facilement distinguables au microscope)

Quoi qu'il en soit, il est non seulement inconcevable, mais aussi impardonnable de ne pas connaître ces espèces tragiquement célèbres quand il s'agit de déterminer des champignons, ou prétendre à consommer des champignons sauvages.



Figure 284. *Amanita phalloides*. Dessin : G. Polesel

Les toxines impliquées appartiennent à 3 grandes familles.

- 9 amatoxines (Amanitines α , β , γ , ϵ , Amanulline, Proamanulline, Acide amanullinique, Amaninamide, Amanine) : ce sont des octapeptides bicycliques qui ne sont pas détruits par la chaleur, par la congélation, par les enzymes ou par l'acidité gastrique. Parmi ces toxines, la plus importante, responsable de l'essentiel de la physiopathologie est α -amanitine. Ce peptide se fixe sur l'ARN-polymérase de type II et inhibe la transcription de l'ADN en ARNm, empêchant ainsi la synthèse protéique. Ce sont les cellules à renouvellement rapide qui seront donc les premières touchées (celles de la muqueuse digestive, puis du foie, puis des reins !). De même, ces toxines suivent un cycle entéro-hépatique, c'est-à-dire qu'elles sont sécrétées dans les sels biliaires et seront réabsorbées par l'intestin grêle : elles ne seront jamais totalement éliminées de l'organisme.

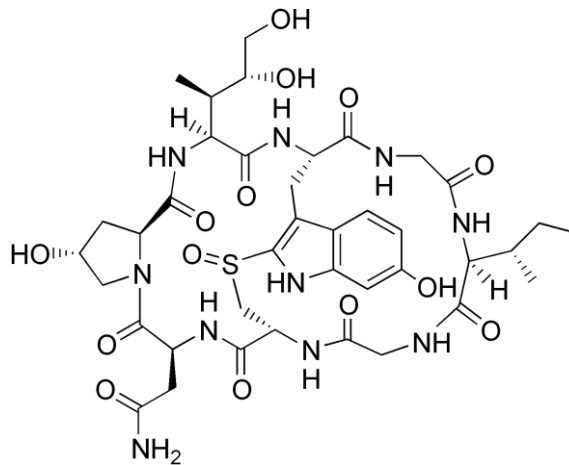


Figure 285. Structure de l' α -amanitine. Source : Wikipédia

- 7 phallotoxines (Phalloïdine, Phalloïne, Prophalloïne, Phallisine, Phallacidine, Phallacine, Phallisacine) : ce sont des heptapeptides cycliques qui se lient à l'actine. Elles ont une action toxique par voie parentérale mais ne sont pratiquement pas absorbées par les muqueuses digestives saines. Il n'est pas exclu que la destruction des muqueuses digestives sous l'action des amanitines puisse permettre une absorption de phalloïdine.

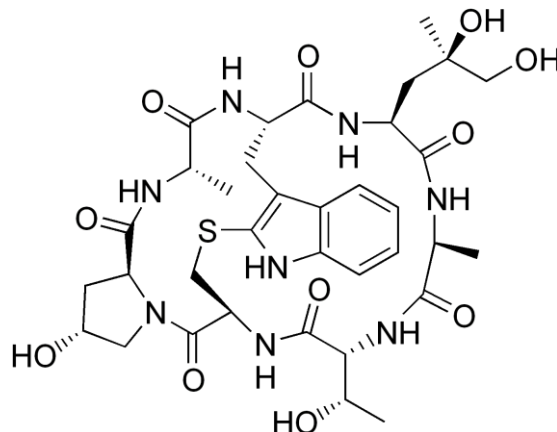


Figure 286. Structure de la phalloïdine. Source : Wikipédia

- Les virotoxines n'interviennent pas in vivo dans l'intoxication.

On s'est rendu compte que les amatoxines étaient assez répandues chez les champignons supérieurs, mais la plupart du temps à des doses infinitésimales. C'est la très forte concentration en toxine qui est responsable du syndrome phalloïdien chez les espèces incriminées. Chez *Amanita phalloides*, la concentration en amatoxines oscille entre 0,2 et 0,4 mg par gramme de champignon, pour une dose létale de 0,1 mg/kg. Ainsi, on considère qu'il suffit de 30g d'amanite phalloïde, soit un chapeau, pour provoquer la mort d'un homme en bonne santé. Il faudrait plus de 150g de galères, ou 100g de lépiotes, pour un résultat funeste similaire.

La symptomatologie est fourbe et suit classiquement une évolution triphasique.

Tout d'abord, après une latence comprise entre 6 et 12 heures (mais parfois cela peut aller jusqu'à 2 jours), survient brutalement la phase cholériforme. C'est pourquoi, devant tout syndrome digestif intense survenant plus de 6 heures après le repas, la victime doit

impérativement être hospitalisée en réanimation. Cette phase cholériforme, qui tient son nom du choléra, se manifeste par de très violentes douleurs abdominales, des nausées avec vomissements douloureux, des diarrhées fétides et aqueuses dites en eau de riz, pouvant alors durer plusieurs jours dans les formes graves. Ces signes digestifs peu spécifiques peuvent s'accompagner d'une sensation de malaise indéfinissable, de vertiges, d'une gêne respiratoire, de prostration. Il en résulte des pertes hydroélectriques importantes, qui en l'absence de prise en charge (réanimation) précoce et efficace, aboutissent à une déshydratation aiguë avec un déséquilibre ionique, hypovolémie avec hypotension, et insuffisance rénale fonctionnelle avec acidose métabolique. Un décès par collapsus cardiovasculaire, dû au choc hypovolémique est possible à ce stade.

Si le patient n'a pas succombé à cette phase gastro-intestinale, qui dure jusqu'au 4^e jour suivant l'ingestion du repas funeste, la suite se prépare. En effet il s'ensuit une période de rémission apparente mais trompeuse ! Une phase silencieuse où le patient y reprend même ses activités quotidiennes. En effet une cytolysé hépatique s'installe progressivement et culmine entre le 5^e et 6^e jour. L'insuffisance hépatocellulaire qui s'installe sournoisement peut être détectée par des paramètres biologiques de forte valeur pronostique (élévation des transaminases pouvant aller à 500 UI/L aussi une bilirubinémie élevée (> 50 mg/L) et une chute du taux de prothrombine (pronostic vital fortement engagé lorsque TP inférieur à 30 %)).

Enfin se déclare la troisième et dernière phase. La phase viscérale qui est marquée par la défaillance d'organes plus ou moins en cascade.

L'hépatite va se traduire par une hépatomégalie (foie volumineux et douloureux), une forte asthénie, et ictère. Du fait de la cytolysé, il s'installe une insuffisance hépatocellulaire. Le foie ne produisant plus de Facteur V, essentiel pour les mécanismes de coagulation, il va survenir une CIVD (Coagulation IntraVasculaire Disséminée où schématiquement le patient déclenche des hémorragies et des caillots simultanément !), cela est extrêmement difficile à prendre en charge. On observe parfois dans les formes graves, une hypertension de la veine porte, le flux sanguin va prendre alors un circuit parallèle, la veine coronaro-stomachique, et cela entraînera l'apparition de varices œsophagiennes (avec un risque important de rupture). De même que cette défaillance hépatique va perturber les autres constantes biologiques (comme la glycémie, l'ammoniémie...). Les reins sont les suivants à lâcher. L'insuffisance rénale aiguë entraînant une oligo-anurie (diminution voire arrêt d'émission d'urine) provoque une accumulation de toxines (non métabolisées par le foie et non éliminées par les reins) et qui déclenche une encéphalopathie (qui a également une origine hépatique)... puis un coma profond. En absence de traitement, le décès survient dans les 6 à 10 jours.

Qu'on se le dise, c'est une mort atroce qui suit un long calvaire.

La prise en charge de cette intoxication se fera dans un service de réanimation. Il n'y a pas d'antidote spécifique à cette intoxication.

Il sera pratiqué un lavage gastrique et une administration de charbon activé (1 g/kg) si le patient est pris suffisamment tôt en charge.

On procédera à une réanimation symptomatique pour compenser les pertes hydro-électrolytiques de la phase cholériforme (entre 6 et 12 L de solutés isotoniques dont la moitié dans les premières heures de la prise en charge), également un contrôle des vomissements avec le métoclopramide ou la métopimazine. La diarrhée doit encore ici être respectée pour évacuer les toxines ou on peut effectuer une aspiration du liquide gastro-duodéal pour

rompre le cycle entéro-hépatique. Il faudra enfin suppléer aux différentes défaillances d'organes.

Il a été développé un traitement assez empirique pour cette intoxication, que l'on pourrait qualifier de chimiothérapie hépatoprotectrice :

- Pénicilline G : une première dose de 1 million UI/kg/j le 1^{er} jour chez l'enfant et jusqu'à 40 millions UI chez l'adulte ; puis une seconde dose à 0,5 million UI/kg/j deux à trois jours après.
- Sylimarine (Legalon*) : un principe actif extrait du Chardon Marie. La dose est de 20-30 mg/kg/j en 4 perfusions de 2h. Cela limiterait le transport intrahépatocytaires d'amatoxines, et stimulerait les ARN-polymérase.
- N-acétylcystéine, le précurseur du glutathion (dont l'efficacité reste encore à démontrer ?)

Pour l'insuffisance hépatique, il faudra :

- Compenser les déficits des facteurs de coagulation
- Corriger l'hypoglycémie et l'hyperammoniémie (par dialyse).
- Prévenir les hémorragies digestives (bêta-bloquants non cardiosélectifs, dérivés nitrés...)
- Corriger les perturbations liées au catabolisme protéique.

Bien souvent, dans les cas graves, une transplantation d'organe est inévitable...

Citons également, à titre d'anecdote, le traitement empirique du docteur Bastien : un médecin généraliste français qui expérimenta avec succès ce traitement sur lui-même pour en prouver l'efficacité. Toutefois ce traitement n'a pas été évalué scientifiquement et **son emploi est limité** car il doit être démarré très précocement, **avant même l'apparition des symptômes**. Il n'est plus utilisé de nos jours.

2. Syndrome orellanien

Il s'agit d'un syndrome d'atteinte rénale d'apparition très retardée, parfois gravissime. Il n'est connu que depuis les années 1950.

Les espèces impliquées sont le Cortinaire couleur de rocou (*Cortinarius orellanus*), espèce montagnarde, mais aussi quelques espèces proches toutes de couleurs vives (*C. speciosissimus* et affines) de la section des *Orellani*. D'une manière générale, il est conseillé et préférable de rejeter tous les cortinaires. C'est un genre particulièrement difficile renfermant une majorité d'espèces toxiques.

La toxine incriminée est l'orellanine, un dérivé bipyridilique de structure proche du Diquat et du Paraquat (herbicide non sélectif), résistante à la chaleur et devant être métabolisée pour être toxique. Elle agirait au niveau du rein par la production de radicaux libres et la perturbation du cycle de Krebs (phosphorylations oxydatives essentielles à la vie des cellules) ainsi que l'inhibition de la synthèse protéique.

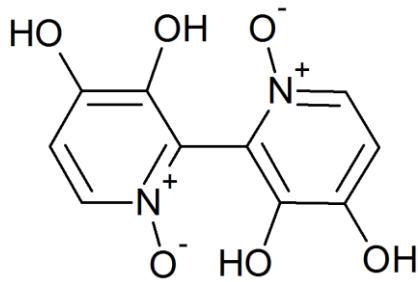


Figure 287. Structure de l'orellanine. Source : Wikipédia

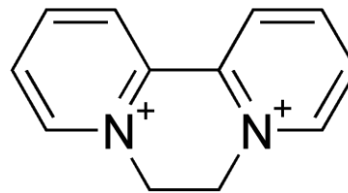


Figure 288. Structure du Diquat. Source : Wikipédia

Il est parfois observé quelques signes digestifs, entre 24 et 36 heures après le repas mais les symptômes principaux sont très retardés. Ils surviennent généralement environ une semaine (3 à 10 jours) après l'ingestion et jusqu'à 20 jours après. Cette longue phase de gestation rend le diagnostic difficile, le patient ne faisant pas forcément la relation entre ses malaises et le repas de champignons.

Il s'agit dans ce cas d'une grave gastroentérite, souvent accompagnée de fièvre (les autres intoxications ne sont pas fébriles !!!) avec sueurs et frissons, céphalées, de même qu'une polyurie, soif intense, sécheresse des muqueuses buccales, douleurs des lombes, éventuellement douleurs musculaires et paresthésie des extrémités. Cela est suivi d'une sévère atteinte rénale. Il se produit une nécrose tubulaire interstitielle aiguë avec oligo-anurie, couplée à des signes biologiques d'une insuffisance rénale (augmentation de l'urée et de la créatinine sanguine, albuminurie et hématurie). La mort survient en l'absence de traitement.

Le traitement, principalement symptomatique, consiste à suppléer la fonction rénale en réalisant une épuration extracorporelle par hémodialyse. Dans 50% des cas d'intoxication, cela débouche sur une insuffisance rénale chronique pouvant nécessiter un traitement par hémodialyse à vie, ou l'attente d'une greffe de rein. Les conséquences dans le cas de ce syndrome sont très lourdes.

c. Syndromes particuliers

1. Syndrome gyromitrien

Ce syndrome, découvert dans les années 1960, potentiellement mortel, et très variable en fonction des sensibilités individuelles, fait suite à l'ingestion de gyromitre (surtout *Gyromitra esculenta*, mais aussi *G. infula* et *G. gigas*), des ascomycètes ressemblant vaguement à une morille et autrefois largement consommés. Cette espèce est interdite à la vente en France depuis 1992.

Les molécules responsables de l'intoxication sont les gyromitrines, molécules très volatiles et thermolabiles. La cuisson et la dessiccation neutralisent une grande partie de ces toxines. L'intoxication survient principalement lors d'une consommation répétée, et lorsque les gyromitres sont consommés crus ou insuffisamment cuits (nb : les toxines se concentrent dans l'eau de cuisson). Les gyromitrines se transforment dans le champignon et dans l'organisme humain en méthylhydrazine, molécule extrêmement instable et réactive générant des radicaux libres et inactivant la pyridoxine (vit B6), ce qui entrainera une déplétion en GABA et donc une dépression du système nerveux central (qui engendrera des convulsions). La gyromitrine peut aussi se transformer en diazène, une molécule hépatotoxique.

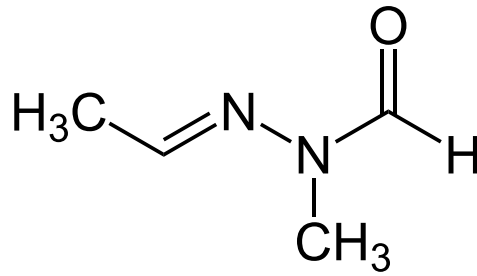


Figure 289. Structure de la gyromitrine. Source : Wikipédia

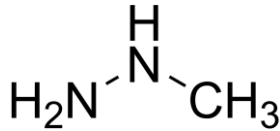


Figure 290. Structure de la méthylhydrazine. Source : Wikipédia

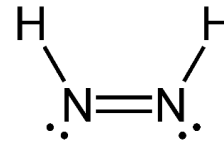


Figure 291. Structure du cis-diazène. Source : Wikipédia

La sévérité de l'intoxication est très variable, elle dépend de l'âge et des capacités de métabolisation de l'individu (par le processus de N-acétylation). Les sujets acétylateurs lents, du fait de leur particularité génétique, sont plus sensibles car ils neutralisent plus difficilement les toxines impliquées.

Les intoxications sont le plus souvent limitées à des désordres gastro-intestinaux avec souvent de la fièvre, ce qui est très rare dans les empoisonnements par les champignons. Ces désordres apparaissent entre 6 et 12 heures après l'ingestion. Dans les cas sévères, cette atteinte digestive est suivie d'une atteinte hépatorénale et nerveuse vers le 2^e ou 3^e jour. On peut alors observer des troubles neurologiques tels une confusion, un délire, des convulsions, une hypertonie musculaire. Il peut se produire aussi une hémolyse intra vasculaire. La cytolysse hépatique qui survient dans les cas les plus graves peut entraîner un coma puis la mort (dans 10% des cas).

Le traitement consistera en une évacuation gastrique, une prise en charge en service de réanimation, l'administration de calmants (diazépam pour les convulsions), une vitaminothérapie par injection de vit B6, et éventuellement pour les cas graves, une hémodialyse.

2. Syndrome paxillien

Il s'agit d'un problème essentiellement régional. Les personnes d'origine polonaise, très nombreuses dans les Hauts de France, maintenant, continuent de consommer comme dans leur pays d'origine le Paxille enroulé (*Paxillus involutus*). Or après des années de consommation sans accident, il peut brutalement se produire de manière tout à fait imprévisible une intoxication sévère, parfois mortelle.

Toutefois, il existe plusieurs espèces de paxilles, dont on ignore laquelle est toxique. Est-ce une seule espèce ou plusieurs ? Le mystère est entier.

Le mécanisme avancé est un processus immuno-allergique, ce qui explique le caractère aléatoire de l'intoxication : une anémie hémolytique auto-immune de type III. Il a aussi été mis en évidence la présence de substances mutagènes.

Le paxille renferme des toxines thermolabiles responsables d'une toxicité à l'état cru mais également des toxines plus stables, de nature inconnue. Ces dernières se comporteraient comme des antigènes contre lesquels se formeraient des auto-anticorps de type immunoglobuline G (et non de type IgE) au cours d'une phase dite de sensibilisation. Ce phénomène de sensibilisation expliquerait pourquoi l'intoxication ne se manifeste qu'après une consommation répétée. Il se forme alors un complexe immun avec les hématies qui entraîne leur destruction et donc une anémie puis une insuffisance rénale.

Les symptômes surviennent dans un délai de 1 à 3 heures après le repas fatidique déclenchant troubles digestifs, des douleurs lombaires et des signes d'hémolyse intravasculaire (hypotension, fièvre, asthénie, ictère et hémoglobinurie). Cette anémie hémolytique est provoquée par la formation de complexes immuns IgG-hématies, entraînant une destruction des globules rouges très difficile à enrayer (une CIVD peut survenir). Il peut alors se produire un blocage des reins.

Au sujet du traitement, on peut pratiquer un lavage gastrique si l'ingestion est suffisamment récente puis administrer du charbon activé. On procèdera à un traitement symptomatique. L'anémie hémolytique est traitée par exsanguino-transfusion et/ou par plasmaphérèse au stade d'hémolyse sévère. On traitera les conséquences de l'insuffisance rénale (épuration extra-rénale).

Il faut informer le public concerné du danger lié à l'ingestion du Paxille. Ce message est difficile à passer, la consommation de cette espèce est ancrée dans la tradition culinaire polonaise.

d. Syndromes d'apparition relativement récente

1. Syndrome proximien

De définition récente, ce syndrome est lié à la consommation dans le sud de la France (également en Italie et en Espagne) de l'amanite à volve rousse (*Amanita proxima*), confondue avec l'amanite ovoïde, *Amanita ovoidea* (qui ne possède pas cette coloration roussâtre sur la volve). Notons que *A. proxima* a franchi la Loire, et progresse vers le Nord.

La physiopathologie est encore mal connue. La toxine a une structure d'acide aminé.

Le syndrome se déclare 8 à 24 heures après l'ingestion par des troubles digestifs suivis d'une atteinte hépatique (cytolysé hépatique modérée réversible) puis rénale (insuffisance rénale aigüe avec nécrose tubulo-intesticielle) vers le 4^e jour. L'issue est favorable en quelques semaines, mais il y a eu des cas mortels.

Le traitement ici est une épuration extra rénale. Une guérison sans séquelle est possible en 3 semaines.

2. Syndrome acroméalgien

Ce syndrome fut pour la première fois signalé en France dans les années 90 à la suite de la consommation de *Clitocybe amoenolens*, espèces prise alors pour *Lepista inversa*. Le syndrome décrit, qualifié également d'érythermalgique est semblable à celui observé jusqu'alors au Japon avec *Clitocybe acromelalga*.

La toxine responsable est l'acide acromélique, molécule proche de l'acide kaïnique, un analogue du glutamate qui va augmenter l'activité excitatrice du système nerveux central (et entraîner une vasodilatation, des œdèmes et des douleurs des extrémités).

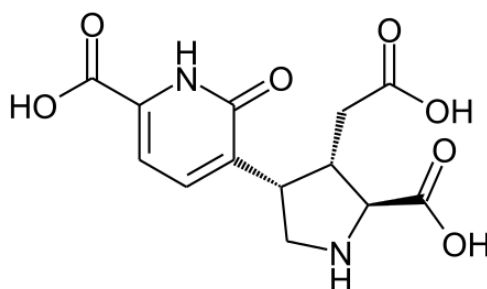


Figure 292. Structure de l'acide acromélique A. Source : Wikipédia

L'intoxication se manifeste 24 heures après l'ingestion par des dysesthésies (picotements) puis d'atroces douleurs, paroxystiques même, avec sensation de brûlure touchant les extrémités des membres. Les orteils et les doigts sont chauds et gonflés. Très souvent le patient est inexaminable. Les douleurs résistent à la plupart des antalgiques et durent des semaines voire plusieurs mois. On a recensé des cas de suicide tant ces douleurs sont insupportables.

Seuls des bains d'eau glacée (mais pas trop prolongés sinon on engendre une nécrose des tissus) et la prise d'une association d'aspirine (2 g/j), de morphine (60 mg/j) et de clomipramine (Anafranil*) (75 mg/j) parviennent à soulager le malade.

Deux ans après les faits, beaucoup de patients éprouvent des difficultés à porter des chaussures...

3. Syndrome myopathique (ou rhabdomyolytique).

Un syndrome était inconnu jusqu'en 2000... Les principales espèces responsables ici sont *Tricholoma auratum*, espèce associée aux résineux et considérée jusqu'alors comme comestible, même réputé, connu dans les landes sous l'appellation « Bidaou », et également *T. equestre* qui pousse sous feuillus. Or il s'est produit ces dernières années des cas d'intoxications mortelles avec comme dénominateur commun une consommation excessive de cette espèce au cours de plusieurs repas successifs.

Les molécules responsables n'ont pas encore été identifiées.

Le syndrome débute 1 à 3 jours après le dernier repas par une fatigue musculaire intense avec des douleurs musculaires dans les membres inférieurs et parfois quelques nausées. Ces symptômes témoignent d'une lyse des fibres musculaires du muscle strié. Au niveau biologique, on constate une augmentation des CPK (Créatine PhosphoKinase). La myoglobine issue de cette destruction musculaire est libérée dans le sang et filtrée dans les urines, sauf qu'elle précipite dans les néphrons et entraîne donc une insuffisance rénale avec un déséquilibre hydroélectrolytique. L'augmentation du potassium (hyperkaliémie), et la dégénérescence des muscles cardiaques se soldera par une insuffisance cardiaque grave, réfractaire aux traitements habituels. Le décès survient par arrêt cardiaque.

Le traitement est symptomatique, avec une réhydratation et un rééquilibrage des électrolytes. Une alcalinisation des urines permet d'empêcher la précipitation de la myoglobine. On peut procéder à une hémodialyse pour l'insuffisance rénale dans les cas graves.

À la suite de ces intoxications, *Tricholoma auratum* et *T. equestre* (et leur satellites) ont été interdits de commercialisation, selon l'arrêté du 16 juin 2004 (J.O. n°142 du 20 juin 2004).

4. Autres syndromes

Ceux-ci sont liés à une espèce en particulier :

- *Hapalopilus rutilans* : Néphropathie sévère
- *Auricularia auricula-judae* : Purpura de Szechwan

3) Les Mycotoxicooses

a. Ergotisme



Figure 293. Ergot de seigle. Source : Wikipédia

Compte tenu du fait que le malade a absorbé du mycélium de l'ergot de seigle (sous forme de sclérote), on pourrait placer ce syndrome parmi les mycétismes. Mais comme il ne s'agit pas de l'ingestion proprement dite du sporophore mais de la farine contaminée par le champignon, il convient de le traiter parmi les mycotoxicooses.

L'Ergot de seigle (*Claviceps purpurea*), petit ascomycète parasite de certaines céréales (seigle, mais aussi froment et orge) a provoqué au moyen-âge de véritables épidémies causant des centaines de milliers de morts. Les victimes étaient intoxiquées par les farines servant à confectionner le pain. Ces farines étant contaminées par des alcaloïdes contenus dans les sclérotés de l'ergot. Ces sclérotés se présentent comme de petites masses noires évoquant un ergot de coq et se développant sur les épis.

Les alcaloïdes en question sont des dérivés de l'acide lysergique aux propriétés vasoconstrictrices.

Le mal qu'il provoque, appelés à l'époque « Mal des ardents, Feu de Saint Antoine, Peste de feu » est décrit par le Docteur Chaumartin (Dr Henri Chaumartin, 1961, *Brèves et curieuses chroniques du mal des ardents*) en ces termes :

« Le mal débute par une tache noire qui s'étend, brûle insupportablement, pourrit les chairs et les muscles, et finalement tronque les os. Les membres noirs, comme calcinés, se détachent du tronc : d'horribles douleurs crucifient les victimes... »

Parallèlement, les alcaloïdes de l'ergot peuvent provoquer des convulsions et des hallucinations, donnant lieu à de véritables phénomènes de « folies collectives » (remarquons que l'acide lysergique est un précurseur du LSD).

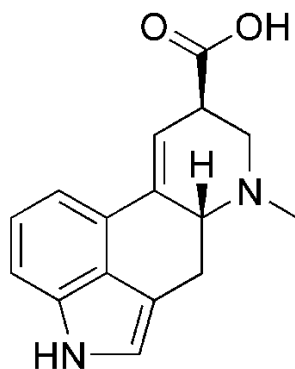


Figure 294. Structure de l'acide lysergique. Source : Wikipédia

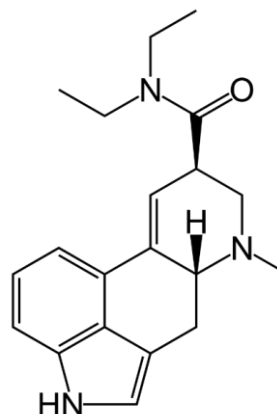


Figure 295. Structure du LSD. Source : Wikipédia

L'ergotisme a été, en principe, de nos jours éradiqué par le tamisage des céréales. Et surtout l'emploi des fongicides. Les alcaloïdes sont actuellement très employés en thérapeutique (comme la dihydroergotamine comme antimigraineux spécifique).

b. Intoxications par les moisissures

Les moisissures, en se développant sur les denrées alimentaires, peuvent produire différentes mycotoxines

Par exemple, les espèces du genre *Aspergillus* peuvent fabriquer des aflatoxines cancérigènes, contaminant les céréales et les graines oléagineuses.

Des *aspergillus* et des *penicilliums* synthétisent des ochratoxines, à toxicité rénale.

Des *fusarium* peuvent produire des trichotécènes à effet immunosuppresseur.

C) Quelques conseils de récolte.

Pour consommer les champignons avec le maximum de sécurité, il faut observer quelques règles simples :

Tout d'abord, il faut **éviter de récolter des champignons à proximité des lieux pollués**. Les fungi sont en effet de remarquables accumulateurs de polluants (métaux lourds, pesticides et même radioéléments).

Il ne faut pas **cueillir de spécimens ni trop jeunes, ni trop vieux, ni abimés par les insectes ou les limaces**. Il faut éviter les récoltes après un épisode de gelée : les sporophores peuvent subir plusieurs épisodes de gel et de dégel en gardant un aspect engageant bien souvent trompeur.

Il est plus que préférable, pour ne pas dire obligatoire même, de **cueillir les espèces en entier, avec le pied !** On préserve ainsi de précieux caractères de détermination (les amanites mortelles sont munies d'une volve...). Couper le pied d'un champignon au couteau au motif qu'il ne soit pas sale (ou selon certains pour ne pas « blesser » le mycélium) est une mauvaise habitude à proscrire. Le mycélium ne souffre pas si le sporophore est prélevé avec délicatesse.

Pour transporter la récolte, il faut absolument **bannir les sachets en plastique !** Ils favorisent la fermentation et la prolifération de bactéries ; augmentant le risque d'intoxication

alimentaire, même si c'étaient des champignons comestibles au départ. Il faut donc employer de préférence un panier (à la limite une cagette en bois, du moment que c'est aéré), dans lequel les champignons ne seront ni écrasés, ni confinés. Il est par ailleurs recommandé de ne pas mélanger les comestibles bien déterminés avec les espèces non identifiées, ou douteuses...

Ne pas entasser les champignons. La plupart des spores contiennent aussi les toxines et donc un champignon toxique mis en contact avec un autre comestible peut le contaminer via ses spores et potentiellement le rendre toxique.

Ne jamais manger un champignon que l'on n'a pas identifié avec certitude. Tout amateur de champignons doit apprendre à reconnaître les principales espèces toxiques et à déjouer les pièges de ressemblance. Aucune règle empirique ne permet de statuer sur la comestibilité d'une espèce ! En cas de doute, il doit **montrer TOUTE la récolte à une personne compétente** (membre d'une société mycologique, pharmacien-mycologue...). Tout spécimen à l'identité peu certaine sera systématiquement rejeté.

La récolte doit être consommée le plus rapidement possible (certains champignons peuvent toutefois être séchés ou congelés).

Sauf exception, **il faut bien cuire les champignons.** Très peu d'espèces sont comestibles crues (cèpes, truffes) et beaucoup sont même toxiques avant cuisson (morilles). La cuisson permet également dans les régions concernées de réduire aussi le risque d'échinococcose.

Les champignons doivent être **consommés avec modération** : c'est un condiment, non un aliment. Pas plus de 150 g par jour et par personne. Ils sont peu digestes et leur valeur nutritive est assez faible.

A côté de ces règles de prudence, le mycophage responsable doit mettre un point d'honneur à respecter les propriétés privées et le biotope. Il ne doit récolter que ce qui est nécessaire pour sa consommation personnelle.

Si des symptômes digestifs apparaissent à la suite d'un repas de champignons, noter l'heure de début des symptômes et appeler le 15 ou le CAP (08 00 59 59 59).

3^{ème} Partie : Inventaire et analyse

1^{ère} sous-partie : Analyse générale

I. GENERALITES SUR LES INVENTAIRES

A) Pourquoi en faire ?

La notion d'inventaire est une extension que nous pouvons faire de nos connaissances des champignons.

Il faut tout d'abord comprendre que la diversité fongique est absolument considérable et qu'il est difficile de chiffrer précisément cette diversité, surtout de façon globale, de la Fonge mondiale. Il faut se contenter d'estimations. David L. Hawksworth, pionnier en matière de biodiversité fongique mondiale a évalué en 2002 cette biodiversité à 1,5 millions d'espèces. Un nombre spectaculaire qui placerait les Fungi comme le deuxième groupe d'êtres vivants après les insectes (1,7 millions), une estimation qui est relativement admise. Mais à la lumière des dernières découvertes, notamment la découverte de nouvelles niches écologiques (comme les champignons endophytes), il faut revoir cette estimation à la hausse. O'Brien et al en 2005 l'ont réévaluée en l'estimant à plus de 5,1 millions. Certains imaginent qu'il pourrait exister une biodiversité fongique encore plus riche qui friserait les 13 millions... Quoi qu'il en soit, on a beaucoup de mal à estimer cette diversité.

Actuellement, on a inventorié, décrit et publié à peu près 100 000 espèces de champignons dans le monde. Donc en considérant l'estimation de Hawksworth (soyons un tantinet raisonnables), la proportion d'espèces connues par rapport à la diversité fongique n'est que de 6,5% !

Certains se sont également intéressés au rapport de diversité entre Fonge et Flore dans des périmètres bien définis, comme une forêt ou un marécage. Sur ces périmètres délimités, des techniques lourdes ont été mises en place pour établir un inventaire complet des champignons, qu'on les voie ou pas (avec notamment l'usage de la biologie moléculaire). Cette équipe anglaise est arrivée à un rapport de diversité toujours en faveur des champignons. Ce qui veut dire que dans un milieu donné, il y a toujours plus de champignons que de plantes supérieures, avec un ratio allant de 3,5 à 8,4 champignons pour 1 plante. Cette étude ayant été faite en milieu tempéré, on peut extrapoler ce ratio, à titre de compromis raisonnable, au travers d'une moyenne de 5 champignons pour 1 plante. C'est avec ce type de calcul que Hawksworth a estimé ce nombre de 1,5 millions d'espèces fongiques mondiales.

Malgré tout cela, ce n'est qu'une estimation. C'est cette tâche considérable qui reste à réaliser par les mycologues, handicapés par un effectif réduit, si on veut espérer un jour compléter l'inventaire mondial des champignons. Notons que Hibbett et al. ont estimés qu'il faudrait, avec l'effectif actuel de mycologues, de taxonomistes et de systématiciens, pas moins de 1170 ans pour décrire l'ensemble des Fungi...

Quoi qu'il en soit, ce travail reste indispensable à différents titres :

1) La responsabilité « morale » de l'Homme vis-à-vis de la biosphère

Bien que je ne veuille pas m'engager sur des considérations philosophiques concernant la vision égocentrique que l'Homme a de lui-même et de la place qu'il occupe au sein du vivant, il faut reconnaître que d'un point de vue strictement pragmatique, l'être humain, s'il n'est pas

à l'origine des menaces pesant sur la biodiversité, est a minima conscient de ces menaces. Par conséquent, nous sommes conscients du besoin de protéger cet environnement, cette biodiversité, tant à l'échelle locale que mondiale. Et donc pour pouvoir mettre en place efficacement des moyens, il faut avant tout connaître au mieux cette biodiversité et son fonctionnement.

2) La nécessité de connaître pour protéger

Toutes les stratégies politiques, aux échelles mondiale, européenne ou nationale, ont besoin de cette connaissance pour pouvoir agir, de manière à argumenter, à gérer et protéger avec plus de pertinence.

3) L'intérêt des applications de la biodiversité

C'est un aspect plus anthropocentrique qu'il faut présenter, mais cela reste un argument de poids. En effet, cette démarche d'inventaire mondial peut inciter à cerner et identifier des produits ou des substances bénéfiques pour l'homme en termes d'applications. Ces bénéfices potentiels peuvent donc être des outils de négociation avec des pouvoirs publics, des administrations, des financeurs, pour fournir un débouché concret à un inventaire.

a. Produits agricoles

Parce que les champignons ont un lien trophique avec les plantes. Ils peuvent favoriser la croissance de certaines plantes comme ils peuvent très bien être « exploités » raisonnablement (s'il ne peuvent être cultivés) et générer ainsi un revenu profitable aux communautés locales.

b. Produits industriels

Les applications en biotechnologie ici sont très diversifiées. Citons *Gliocladium roseum*, champignon endophyte de *Eucryphia cordifolia* au Pérou, qui produit un mélange de molécules dont l'ensemble se comporte comme du diesel. Remarquons aussi que les capacités enzymatiques de certaines espèces sont utilisées en bioremédiation pour réhabiliter, par exemple, des friches industrielles.

c. Produits médicaux

Les premiers antibiotiques n'étaient-ils pas d'origine fongique ? Encore aujourd'hui les champignons sont à l'origine de molécules à activité pharmacologique comme des antibiotiques ou des anticancéreux.

d. Produits didactiques

Les champignons peuvent être un support pédagogique pour sensibiliser le public à cette nécessité de protection environnementale.

e. Produits sociaux

Les champignons, à l'instar des plantes médicinales, ont été et sont toujours utilisés au sein de certaines communautés minoritaires. L'ethnomycologie, initiée par l'américain Robert Gordon Wasson dans les années 1950, a pour but l'étude de la place du champignon dans les différentes sociétés humaines, que ce soit à des fins alimentaires, médicales ou hallucinogènes, comme l'amanite tue-mouche ou les psilocybes.

f. Produits dans le domaine de la recherche fondamentale

Les champignons ont une dimension bioindicatrice. Ils peuvent être révélateurs des conditions stationnelles et génératrices d'un environnement, et éventuellement servir d'indice pour évaluer la qualité. Ce sont, en partie, des enseignements que l'on peut tirer d'un inventaire mycologique.

B) Quels sont les « programmes » actuellement en cours ?

Il existe bon nombre d'initiatives internationales pour tenter de combler notre lacune en matière de connaissance des champignons ; toutefois nous allons nous intéresser au programme d'activité national, initié par M. le Professeur Courtecuisse (1992), à savoir l'inventaire mycologique national et cartographique des Fungi de France. Étant spécifiquement dédié à la Fonge, ce programme a pour but de faire la liste aussi complète que possible de tout ce qui est connu comme « champignons » sur le territoire national. Je mets des guillemets car ces inventaires s'intéressent aussi aux « Faux-champignons » comme les myxomycètes.

Ainsi cette thèse est une « déclinaison régionale » de ce programme, qui participe à l'enrichissement de l'inventaire mycologique de la région des Hauts de France

Rappelons un instant que le ratio pour estimer la diversité fongique potentielle est de 1 plante pour 5 champignons, ce qui donne une estimation d'au moins 30 000 espèces, pour la France métropolitaine...

En 2018, il était recensé en France métropolitaine environ 19 000 espèces fongiques (Régis Courtecuisse, communication personnelle). Donc après presque 30 ans de travail acharné, à peine les deux tiers de la biodiversité fongique française a été inventoriée... Cette thèse est ainsi une bien modeste contribution à cet immense inventaire...

Il y a donc encore bien du travail mais à terme, nous pourrions exploiter cette masse de données pour en tirer des enseignements :

- Un établissement d'une carte de répartition dynamique

A l'instar de celle des botanistes, pour évaluer la répartition, la propagation ou la régression des espèces au cours du temps.

- Une estimation de la fréquence d'apparition des espèces.

En effet, les inventaires mentionnent généralement pour chaque taxon le nombre de récoltes effectuées sur le secteur concerné. Cela peut donner une idée approximative de la rareté des espèces.

Toutefois « rareté » ne veut pas dire « menace » : même si certaines espèces sont rares, car liées à des niches écologiques particulières et peu répandues, leur maintien n'est pas en péril si cet habitat est en bon état de conservation.

- L'établissement d'un état des lieux de la biodiversité fongique sur un territoire donné.

Cela permettra dans le futur de suivre l'éventuelle « extinction » de certaines espèces et donc d'alerter la communauté scientifique, mais aussi les gestionnaires environnementaux et les pouvoirs publics de l'érosion de cette biodiversité.

Le spectre écologique des espèces inventoriées et la connaissance des habitats de prédilection des espèces permettent d'accumuler des données pour juger du caractère « bio-indicatif » d'une espèce.

Ces données-ci pourront servir de base pour la rédaction de listes rouges des espèces en régression et qui seront à protéger, tant sur les plans départemental, régional que national.

C) Réflexions sur la méthodologie et les limites d'un inventaire

1) Limites taxinomiques

Il faut bien comprendre qu'un inventaire mycologique ne peut jamais être exhaustif ! Il faut être réaliste. Tout d'abord parce que le monde des Fungi est bien trop complexe et diversifié pour que l'on puisse entreprendre une étude complète des champignons. Nous avons vu que les champignons sont des mycéliums discrets, enfouis, souvent invisibles. Par conséquent, dans la plupart des cas, à moins de mettre en œuvre des moyens très lourds en termes de technologie, on va essentiellement identifier les espèces par leurs sporophores. C'est pourquoi notre champ d'investigation se limite souvent presque uniquement aux « macromycètes », essentiellement assimilables aux anciens « champignons supérieurs » (c'est-à-dire des Basidiomycètes et des Ascomycètes produisant un sporophore différencié suffisamment visible macroscopiquement pour être trouvé sur le terrain) et dont on connaît relativement assez leur valeur bioindicatrice pour pouvoir les utiliser.

Par opposition, les « micromycètes » rassemblent les Ascomycètes trop ténus, l'ensemble des parasites foliaires et les champignons ne pratiquant pas ou peu la reproduction sexuée (on peut classer dans cette partie des entités qui ne sont plus des Fungi comme les Myxomycètes).

Cependant, nous avons eu la possibilité de déterminer un certain nombre de « micromycètes » qui figureront dans cet inventaire.

Ainsi on a forcément une vision tronquée de la diversité réelle, puisqu'il faut attendre que le champignon produise un sporophore pour pouvoir l'identifier. Cette exhaustivité ne sera donc jamais atteinte : quand on effectue un inventaire, c'est toujours un inventaire partiel, d'où le terme « contribution » figurant dans le titre de cette thèse.

2) Méthodes et conditions de prospection, avantages et inconvénients

Il faut aussi considérer l'étendue de la surface que l'on veut inventorier, là aussi il faut être réaliste. Faire l'inventaire d'un pays est un projet très ambitieux, très lourd en termes de moyens et très long. Mais on peut « s'attaquer » à un territoire plus restreint, comme une région, un département, une réserve naturelle ou une parcelle forestière.

Les résultats obtenus dépendent généralement du mode de prospection et cela cause donc un biais dans l'interprétation des données. La méthode employée au cours de cet inventaire est celle qui est la plus usitée dans les inventaires locaux, à savoir celle qui consiste à parcourir de manière plus ou moins aléatoire des parcelles préalablement délimitées. Cette méthode, relativement facile à mettre en œuvre, permet de couvrir une vaste surface et permet parfois

de repérer efficacement les espèces rares, ce qui donne un bon aperçu de la valeur patrimoniale du secteur exploré. Toutefois, cela présente quelques inconvénients.

D'abord, lorsque l'on échantillonne une surface, il faut que celle-ci soit représentative de l'ensemble de la forêt. Une tâche bien difficile qui fait que la surface de prospection est très souvent inégalement répartie. On empruntera souvent les mêmes voies, relativement faciles d'accès, ou on se concentrera sur les parcelles fournissant les plus abondantes récoltes.

C'est ainsi que se pose la problématique de l'envahissement des parcelles par les ronces. Il est difficile de prospecter correctement quand vous risquez de vous faire lacérer par des ronces allant jusqu'aux genoux et parfois la poitrine, ou de chuter à chacun de vos pas... Ce qui fait que beaucoup de parcelles n'ont pas pu être explorées du fait de cette inaccessibilité.



Figure 296. Parcelle envahie d'orties (premier plan) et de ronces (second plan), la rendant inaccessible. Photo : G. Polese

Il a donc fallu d'une part trouver des parcelles qui soient accessibles et d'autre part qui, quelles que soient les conditions environnementales, soient en mesure de fournir des échantillons. Il faudra donc tenir compte de cette pression d'inventaire hétérogène lorsqu'on comparera les parcelles entre elles...

Par ailleurs, plusieurs milieux peuvent être représentés dans la même parcelle, et donc la liste de récolte par parcelle ne permet donc pas toujours une analyse pertinente. Fort heureusement, peu de parcelles sont concernées pour Andigny. Du fait de son exploitation par l'ONF, chaque parcelle est relativement homogène. En revanche, il y a eu quelques mauvaises surprises liées aux activités forestières (coupes, débardages...) quand on souhaitait prospecter une parcelle « habituelle » et que l'on découvrait que tout avait changé...

Autre problématique : combien de sorties faut-il prévoir ? C'est une question qui obsède beaucoup de mycologues depuis longtemps. Une par semaine, par mois, toute l'année ? À quel moment ? Juste après la pluie ? L'expérience pratique a pu montrer que si l'on a 2 ou 3 sorties par an, dans des conditions normales pendant deux ans de suite, on obtient un inventaire représentatif. Sauf qu'on n'a jamais de conditions optimales, comme en témoigne notre étude climatologique. Ces années de récoltes ont été très souvent soumises aux caprices de la météo, oscillant du trop froid et humide au trop chaud et sec, et ce accompagné par des changements brutaux... Donc il a fallu multiplier les récoltes pour compenser cette pression

météorologique. La prise en compte des relevés effectués par la SMNF avant le début de cette thèse devrait également permettre d'atténuer l'impact des variations interannuelles. Cela impose cependant le postulat que certaines espèces observées à cette période, mais non revues au cours de mes propres récoltes, seraient toujours potentiellement présentes sur le site.

Ce qui rend particulièrement difficile tout inventaire mycologique, par rapport à un inventaire floristique par exemple, vient du fait que les champignons ne traduisent leur présence dans le milieu exploré de façon tangible que par l'apparition du sporophore, support quasi exclusif des déterminations.

Or, cette « fructification » est souvent fragile, fugace, devant faire face à une pression mycophage (animaux de tous horizons, également l'homme), mais et aussi dépendante de facteurs environnementaux tellement multiples que la « poussée » d'un champignon peut sembler capricieuse. Il faut en quelque sorte être là « au bon endroit, au bon moment ». C'est pourquoi il faut effectuer le plus grand nombre possible de sorties pour se faire ne serait-ce qu'une idée de la Fonge caractérisant un secteur. Puisque les conditions ne sont pas les mêmes d'une année sur l'autre, il se peut, et je peux vous le confirmer, qu'une espèce n'apparaisse qu'une fois et ne se montre plus pendant des années, ou au contraire, qu'une espèce pullule dans le sous-bois. Pour limiter l'impact de ces variations, il est fortement recommandé de conduire les inventaires sur une période de 2 à 3 ans.

Ensuite, nous pourrions aussi dire qu'il y a souvent une sous-estimation des petites espèces, attirant moins notre attention. Je peux me permettre de dire que cet inconvénient-là n'a pas eu l'impact qu'on pourrait lui prêter. Au contraire, du fait des conditions difficiles pour mener cet inventaire, nous avons cherché, autant que possible, dans les moindres recoins, des sporophores (avec parfois son lot de surprises). Ce qui fait qu'au cours de cet inventaire, j'ai été amené à déterminer de nombreux « micromycètes ».

Enfin, dernier obstacle, le matériel observé n'est pas toujours déterminable. Cela dépend de l'état des sporophores mais aussi de la compétence des déterminateurs, en particulier pour les genres notoirement difficiles tels *Psathyrella*, *Hebeloma*, *Cortinarius*... Il vaut mieux signaler un moins grand nombre d'espèces mais qui soient nommées avec un maximum de certitude.

Remarquons que l'efficacité d'une prospection aléatoire dépend aussi, et beaucoup, du nombre de participants. Toutes les récoltes ont été faites à minima en binôme du fait du manque de couverture réseau téléphonique (si un accident était venu à se produire, comment aurait-on pu appeler les secours ?). J'ai eu l'immense honneur d'être accompagné par Monsieur le professeur Régis Courtecuisse au cours de plusieurs récoltes. De même, de nombreux membres et amis naturalistes de la SMNF, que je ne saurais jamais assez remercier, ont participé à deux récoltes (2016 et 2019). Enfin, quelques récoltes ont été menées avec des officiers de l'ONF, Mesdames Erell Le Gall et Anne Duchesne, que je remercie également pour m'avoir autorisé à prospecter au cœur de la forêt.

Nous prions toute personne que nous aurions involontairement oubliée de ne pas nous en tenir rigueur...

3) Interprétation de l'inventaire

L'étude mycologique d'un milieu s'organise autour de deux grands axes d'interprétation.

- « Biodiversité » : le nombre d'espèces présentes dont le relevé doit être représentatif de la forêt.

Cet aspect consiste principalement à dénombrer les espèces, qu'elles soient rares ou pas. L'exhaustivité en mycologie n'existe pas. Et donc la liste ainsi établie ne sera pas forcément représentative de l'état fongique actuel, et donc des biais peuvent apparaître.

- « Bio-indication » : les informations apportées par les champignons sur leur milieu d'après l'interprétation des espèces caractéristiques

La spécialisation de nombreux champignons dans des milieux et à des conditions écologiques particulières en fait d'excellents bioindicateurs. Chaque espèce ayant son autécologie (ou autoécologie) qui la caractérise. De ce fait, la simple présence de certaines espèces pourra donner des indications interprétables en termes de fonctionnalité du milieu. Et la somme de toutes ces autécologies donnera des informations sur le contexte environnemental et écologique et sur l'ensemble des paramètres du milieu où vivent ces champignons.

De là, il sera possible de déduire des éléments d'interprétation voire des diagnostics sur les différents problèmes du milieu (qualité du milieu, naturalité du milieu, qualité des opérations de gestion en cours, etc.) en fonction de la présence ou de l'absence des espèces les plus significatives de ce milieu.

Ainsi nous allons d'abord examiner l'ensemble de nos données pour savoir si notre inventaire de la biodiversité fongique est représentatif ou non, ensuite nous nous intéresserons aux différents bioindicateurs de notre étude comme la diversité aréale ou les indices fonctionnel et patrimonial.

II. ANALYSE GENERALE DE L'INVENTAIRE

Cette contribution à l'inventaire mycologique de la Forêt d'Andigny a été réalisé au travers de 71 sorties, étalées sur 4 ans, entre le 29/08/2015 et le 27/10/2019. Ces relevés ont permis de récolter 635 *Mycota* (4 Lichens et 8 *Myxomycota*). Nous ferons figurer en annexe la liste de ces taxons recensés.

Avant de pouvoir interpréter et commenter les données accumulées au cours de cet inventaire, il faut déterminer si cet inventaire est représentatif de la forêt.

A) Estimation de la représentativité des relevés

1) Première analyse de la courbe Temps-Espèces.

Ce type de courbe représente l'accroissement du nombre cumulé des espèces recensées en fonction du temps et donc du nombre de récoltes effectuées.

Il a été démontré, certes de façon empirique au travers des autres travaux d'inventaire mycologique, que plus on multiplie le nombre de sorties sur un même site, moins on découvre

à chaque fois des espèces non encore recensées. Ce constat nous amène à supposer que pour un site donné, il existe un nombre fini d'espèces, en sachant que la totalité de ces espèces ne pourra être recensée qu'après un nombre extrêmement important de récoltes, échelonnées sur des années de visites.

Le modèle mathématique qui peut donc être extrapolé ici est un modèle hyperbolique. En effet, on peut assimiler cette évolution du nombre d'espèces recensées au cours du temps à une hyperbole, la valeur de l'asymptote horizontale renseignant sur le nombre maximal théorique d'espèces potentielles pour le site inventorié.

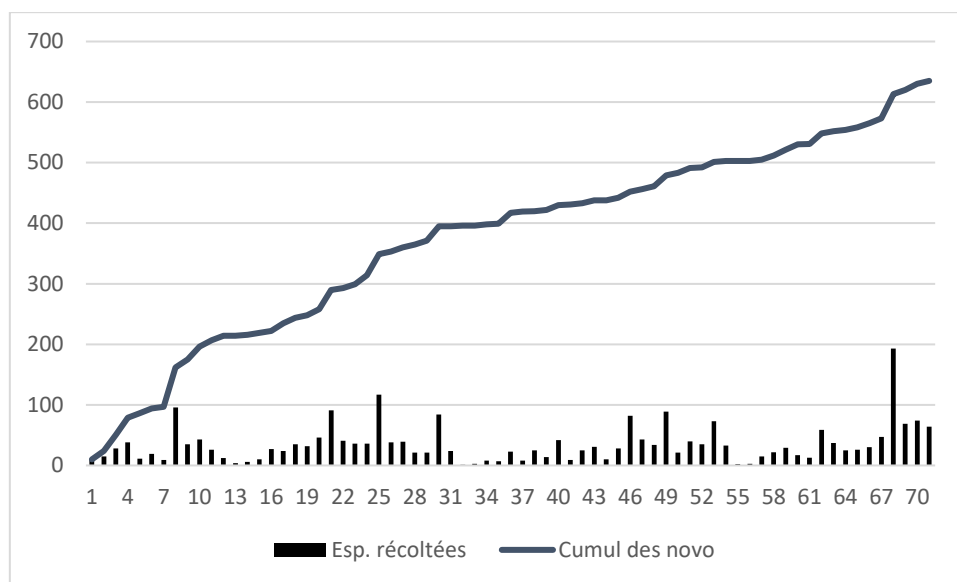


Figure 297. Graphique présentant le nombre d'espèces récoltées pour chaque récolte et la courbe des effectifs cumulés des espèces récoltées.

Quand nous observons les données recueillies pour Andigny, nous constatons que l'allure de la courbe des espèces cumulées en fonction du temps ne permet pas d'évoquer une hyperbole, mais à la limite une courbe logarithmique. Ce qui veut dire que nous n'avons pas effectué assez de relevés et que nous nous situons dans la première partie, globalement linéaire, de l'hyperbole. Ainsi, nos relevés bruts ne sont pas suffisants pour estimer la diversité totale et il serait hasardeux d'extrapoler une courbe de régression hyperbolique à partir de ces données sans savoir si nos données sont fiables. Il est nécessaire d'utiliser une autre méthode pour évaluer la qualité et la pertinence de nos relevés. Cette méthode en question a été développée par M. Pierre-Arthur Moreau dans sa thèse de doctorat en 2002.

Source : P.-A. Moreau. 2002. *Analyse écologique et patrimoniale des champignons supérieurs dans les tourbières des Alpes du Nord*. Thèse de doctorat de l'université de Savoie. 336 pages.

2) Taux d'espèces exceptionnelles et Indice de représentativité

Comme nous l'avons évoqué précédemment, lorsqu'un inventaire se déroule dans de bonnes conditions, nous constatons que chaque nouvelle récolte apporte de moins en moins de nouvelles espèces pour l'inventaire, puisque nous retrouvons de plus en plus d'espèces déjà récoltées précédemment.

M. Pierre-Arthur Moreau a expérimentalement développé dans sa thèse un outil d'évaluation de la qualité et de la pertinence des relevés, l'**Indice de représentativité**, basé sur le **Taux d'espèces « exceptionnelles »**. Détaillons ces deux calculs très importants.

Le taux d'espèces « exceptionnelles » (ou TEE) est en fait le nombre d'espèces vues une seule fois par rapport au nombre cumulé d'espèces récoltées. Par définition, il est égal à 1 et diminue progressivement au gré des récoltes successives.

$$\text{TEE} = \text{Nombre d'espèces vues une seule fois} / \text{Nombre total d'espèces cumulées}$$

Exemple concret avec cet inventaire : à la toute première récolte, le 29/08/2015, ont été trouvées 10 espèces. Ces 10 espèces ont, pour l'instant, été vues 1 seule fois. À la récolte suivante, le 04/09/2015, ont été trouvées 15 espèces MAIS parmi ces espèces, on a retrouvé une espèce de la précédente récolte. Il faut donc faire le petit calcul suivant : de nos 10 espèces exceptionnelles, il faut retirer celle que l'on vient de revoir à cette deuxième récolte. On descend à 9 espèces exceptionnelles, auxquelles il faut ensuite ajouter les nouveautés (donc vues pour l'instant une seule fois) à ce nombre, donc les 14 autres. Ce qui fait qu'à la récolte du 04/09/2015, nous cumuloons 24 espèces vues mais uniquement 23 vues une seule fois. Même gymnastique mentale pour la récolte suivante, le 19/09/2015 : on trouve 28 espèces, cependant on en retrouve une des précédentes récoltes. Donc on décompte des espèces exceptionnelles cette espèce vue donc 2 fois pour arriver à 22 espèces exceptionnelles, nombre auquel on ajoute les 27 nouvelles espèces pour l'inventaire trouvées à cette récolte. Donc le nombre d'espèces exceptionnelles (vues une seule fois des trois premières récoltes), s'élève à 49 espèces. Et ainsi de suite...

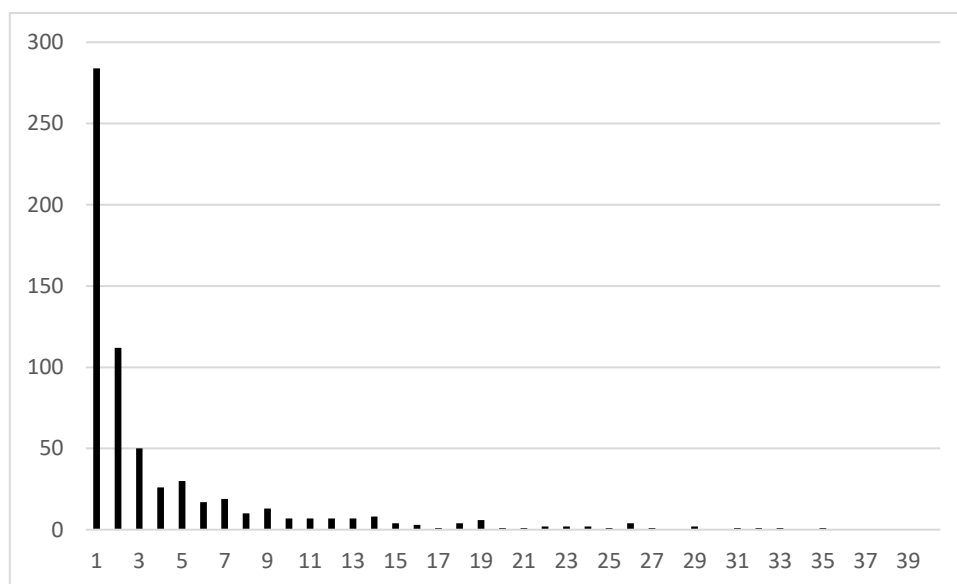


Figure 298. Graphique présentant le nombre d'espèces en fonction du nombre de fois où elles ont été vues.

Ce graphique présente le nombre d'espèces en fonction du nombre de fois où ces espèces ont été vues. Ainsi 284 espèces ont été vues une seule fois. On peut également qualifier une espèce « d'occasionnelle » si elle a été vue entre 2 et 7 fois (on en comptabilise 254 pour Andigny) et « fréquente » si elle a été vue plus de sept fois (on en comptabilise 97).

L'indice de représentativité est simplement calculé par la formule suivante :

$$\text{IR} = 1 - \text{TEE}$$

En appliquant ce calcul rigoureux (un peu fastidieux aussi, mais tellement précis) pour notre Forêt Domaniale d'Andigny, nous pouvons retracer l'évolution de l'indice de représentativité, récolte après récolte, et ce pour les 71 sorties effectuées sur les 4 ans de prospection.

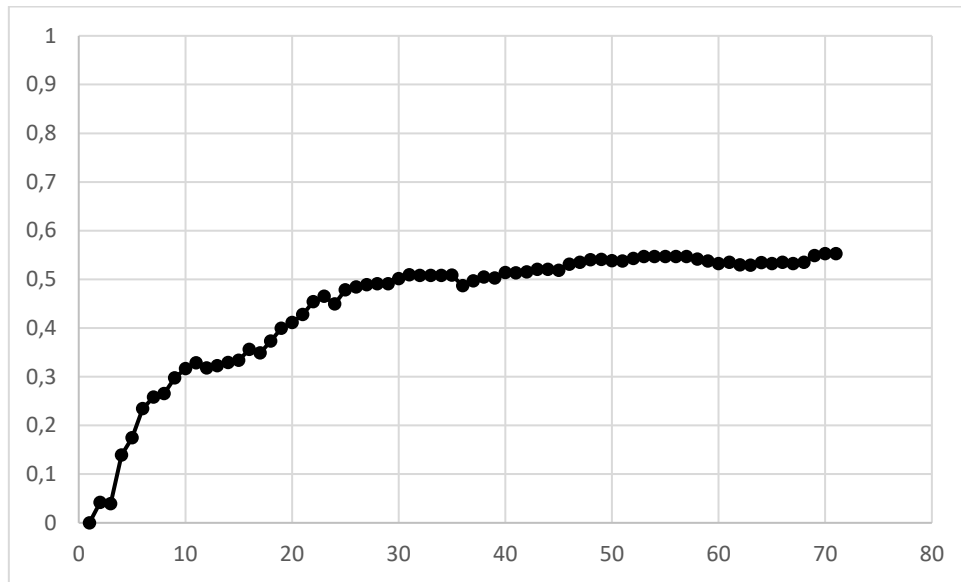


Figure 299. Graphique présentant l'évolution de l'indice de représentativité en fonction des récoltes.

Nous pouvons faire deux constats. Le premier est que cette évolution suit un modèle hyperbolique. Le second, c'est qu'à l'issue de nos récoltes, nous avons un IR de **0,5528**. Ce qui veut dire que 44,72% des espèces alors recensées n'ont été vues qu'une seule fois.

Pour pouvoir interpréter au mieux ces valeurs, il faut se référer à une échelle d'évaluation de la représentativité des relevés en fonction de l'IR, initialement établie par M. Pierre-Arthur Moreau au cours de sa thèse, et qui a été re-précisée depuis.

Tableau 23. Échelle d'évaluation de la représentativité des relevés

IR	Qualification des relevés
$IR \leq 0,15$	Non significatifs
$0,16 \leq IR \leq 0,40$	Insuffisants
$0,41 \leq IR \leq 0,50$	Représentatifs
$0,51 \leq IR$	Très représentatifs

Selon cette échelle, notre inventaire peut être considéré comme très représentatif au terme de toutes les récoltes effectuées pour cette thèse, de par notre IR de presque 0,56. Nous pouvons constater que nos relevés ont commencé à être représentatifs aux alentours de la 19^e et 20^e récolte avec des IR respectifs de 0,3992 (que l'on peut arrondir à 0,40...) et 0,4109.

Ainsi, nous pouvons faire confiance à nos relevés pour procéder aux autres analyses patrimoniales et fonctionnelles.

3) Seconde analyse de la courbe Temps-Espèces : la régression hyperbolique.

Maintenant que nous avons déterminé que nos relevés sont représentatifs de la forêt, nous pouvons nous essayer à estimer le nombre maximal d'espèces potentiellement présentes à Andigny, puisque nous partons du postulat qu'il existe un nombre fini d'espèces pour un site donné, même si nous avons peu d'espoir de réellement toutes les trouver.

Dans un premier temps, nous ferons un petit rappel sur les méthodes fondamentales dans les calculs de régression.

a. La régression linéaire.

La régression linéaire consiste à faire un ajustement affine par la méthode des moindres carrés d'un nuage de points $M_i(x_i, y_i)$, pour i compris entre 1 et le nombre de points n , c'est-à-dire à trouver une droite qui passe « au plus près » de l'ensemble des points du nuage. Bien entendu ceci n'a d'intérêt que si les points sont « presque » alignés.

Cette méthode permet de trouver l'équation d'une droite appelée droite de régression de y en x et notée $D_{y/x}$ dont l'équation a la forme $y = ax + b$. On impose les deux conditions suivantes :

- D'une part, cette droite passe par le point moyen ou centre de gravité $G(\bar{x}, \bar{y})$ où $\bar{x} = \frac{1}{n} \sum x_i$ et $\bar{y} = \frac{1}{n} \sum y_i$ sont les moyennes des coordonnées des points M_i du nuage.
- D'autre part, la somme des carrés des résidus, qui sont les écarts entre les valeurs observées y_i et les valeurs ajustées $\hat{y}_i = ax_i + b$, soit $SCR = \sum (y_i - \hat{y}_i)^2$, est minimale.

Ces conditions permettent de trouver les formules suivantes donnant les coefficients a et b à savoir :

$$a = \frac{\sum x_i \sum y_i - n \sum x_i y_i}{(\sum x_i)^2 - n \sum x_i^2} \text{ et } b = \bar{y} - a\bar{x} \text{ ou bien } b = \frac{\sum x_i \sum x_i y_i - \sum x_i^2 \sum y_i}{(\sum x_i)^2 - n \sum x_i^2}.$$

Si on inverse les rôles de x et y on obtient la droite de régression de x en y notée $D_{x/y}$. Lorsque les points sont parfaitement alignés, les deux droites de régression $D_{y/x}$ et $D_{x/y}$ sont confondues, et dans ce cas la somme des carrés des résidus SCR est nulle.

De plus le **coefficient de corrélation linéaire** $r = \frac{n \sum x_i y_i - \sum x_i \sum y_i}{(n \sum x_i^2 - (\sum x_i)^2)(n \sum y_i^2 - (\sum y_i)^2)}$ vaut alors 1 ou -1, selon que les droites montent ou descendent. On remarquera que r , qui est toujours compris entre -1 et 1, est d'autant plus proche de ces valeurs que la somme SCR est proche de 0. Ainsi r mesure la qualité de l'ajustement affine.

Dans la pratique on qualifiera l'ajustement affine de « très bon » si r en valeur absolue est supérieur à 0,95.

Toutefois cette méthode de calcul ne peut s'appliquer ici car il nous faut un modèle hyperbolique.

b. La régression hyperbolique :

Si les points du nuage sont placés sur une hyperbole d'équation $y = a + \frac{b}{x}$, en remplaçant x par $\frac{1}{x}$ on obtient des points alignés sur la droite d'équation $y = a + bx$. On peut donc utiliser la méthode précédente en inversant a et b , et on obtient pour coefficients :

$$a = \frac{1}{n} \sum y_i - \frac{b}{n} \sum \frac{1}{x_i} \text{ et } b = \frac{n \sum \frac{y_i}{x_i} - \sum \frac{1}{x_i} \sum y_i}{n \sum \frac{1}{x_i^2} - \left(\sum \frac{1}{x_i}\right)^2}.$$

Cette hyperbole admet pour asymptote verticale l'axe des ordonnées y , d'équation $x = 0$, et pour asymptote horizontale la droite d'équation $y = a$.

Cette valeur a est donc la limite des valeurs de y quand x tend vers l'infini, et donc notre nombre d'espèces maximal recherché.

Pour les $n = 71$ points du nuage de l'étude on obtient l'équation suivante $y = 426,87 - \frac{746,63}{x}$.

Le graphique ci-contre montre la courbe obtenue et la valeur limite $a = 426,87$.

A l'évidence ce type d'ajustement ne convient pas ici, d'ailleurs le coefficient de corrélation $r = 0,40$ est trop éloigné de 1.

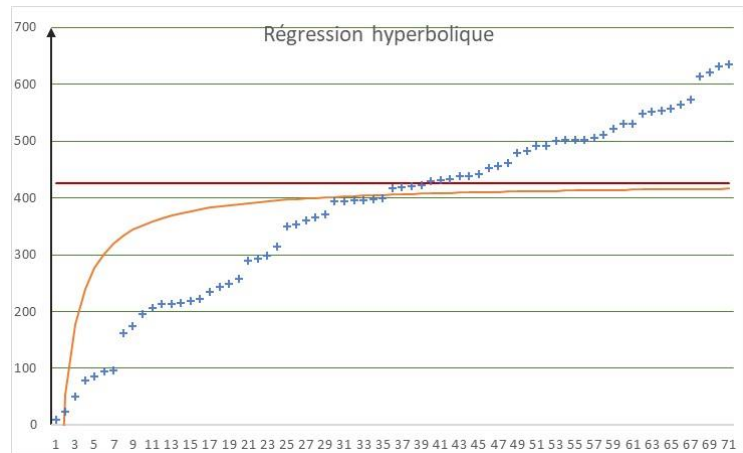


Figure 300. Régression hyperbolique sans ajustement

En fait il est clair qu'une hyperbole d'asymptote verticale $x = 0$ ne peut pas convenir ici car les premiers points du nuage sont proches de l'origine du repère.

Pour remédier à ce problème, il faut déplacer l'asymptote verticale de l'hyperbole vers la gauche, et donc translater les abscisses x_i d'une certaine valeur c . Ainsi, c'est sur la série $(x_i + c, y_i)$ que sont appliquées les formules précédentes pour obtenir l'équation de l'hyperbole cherchée en remplaçant les x_i par $x_i + c$, et cette équation a pour forme :

$$y = a + \frac{b}{x+c}$$

Le choix de c se fait en cherchant la valeur de c qui minimise la somme des carrés des résidus $SCR = \sum (y_i - \hat{y}_i)^2$, où $\hat{y}_i = a + \frac{b}{x_i+c}$ est la valeur ajustée, ou estimée, de y_i . Il n'existe pas de formule donnant c dans le cas général.

Il faut utiliser un programme itératif pour trouver c . Cela peut être fait à l'aide d'un programme informatique ou un tableur.

La feuille de calcul, donnée en annexe, a permis de tester plusieurs valeurs de c jusqu'à obtenir celle qui minimise SCR .

Dans notre cas on a $c = 58,28$ et l'équation de l'hyperbole, représentée ci-dessous, est $y = 1055,42 - \frac{60916,89}{x+58,28}$, donc la valeur limite des y_i , arrondie à l'unité, est 1056.

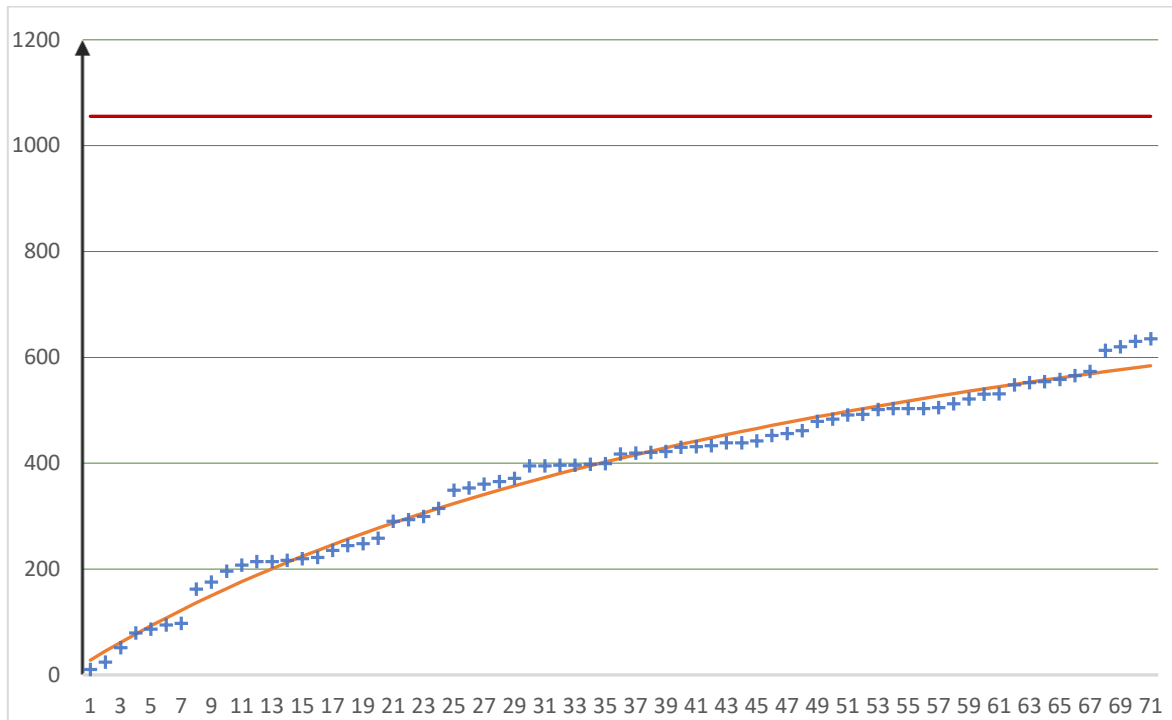


Figure 301. Régression hyperbolique avec ajustement

On remarque sur le graphique que les quatre derniers points sont situés un peu en dehors de l'hyperbole. Cela peut s'expliquer par le fait qu'ils ont été obtenus après un épisode pluvieux succédant à une forte sécheresse ce qui a donné des très grosses récoltes, et l'on pourrait penser, que cela fausse les résultats. Cela illustre bien l'impact que peut avoir la météorologie sur les données, puisque finalement ces quatre récoltes correspondaient plus à des conditions normales de récolte.

Dans le cas général, le coefficient de détermination noté R^2 est donné par la formule

$$R^2 = \frac{\sum(\hat{y}_i - \bar{y})^2}{\sum(y_i - \bar{y})^2} = 1 - \frac{\sum(y_i - \hat{y}_i)^2}{\sum(y_i - \bar{y})^2}.$$

On démontre que R est égal au coefficient de corrélation linéaire r dans le cas d'une régression linéaire et qu'il caractérise la qualité de la prédiction d'une régression, qui sera d'autant plus forte que R^2 est proche de 1.

Ainsi on définit le coefficient de corrélation, noté R ou r , par la formule $r = \sqrt{1 - \frac{\sum(y_i - \hat{y}_i)^2}{\sum(y_i - \bar{y})^2}}$.

Le coefficient de corrélation $r = 0,993$ est très proche de 1, et l'erreur relative moyenne, $A = \frac{1}{n} \sum \left| \frac{y_i - \hat{y}_i}{y_i} \right|$, qui porte sur les écarts entre les données de la série et les valeurs estimées, est de 8,53 %.

En conclusion, nous pouvons affirmer qu'il y a potentiellement dans la Forêt d'Andigny, 1056 espèces fongiques. Et qu'en ayant exploré seulement 36,05 % de sa surface forestière, nous avons recensé 60,13 % de sa diversité fongique.

Remarque : Un simple calcul à partir des courbes permet de déduire que 80% des espèces escomptées d'Andigny pourraient être trouvées au terme de 230 récoltes... Ce qui au rythme de mes investigations, en étant optimiste, prendrait environ dix ans...

B) Résultats exprimés en termes de diversité aréale

1) La diversité aréale « brute »

Sa définition est très simple, elle représente le nombre d'espèces à l'hectare.

Nous considérerons ici, d'une part les espèces recensées au cours de mes propres récoltes, mais également les quelques données existantes qui m'ont été communiquées par M. le professeur Courtecuisse (pour les années 1998 et 2011), de même que les données apportées par HDF (pour l'année 2013). Ce qui porte notre nombre total de taxons à 679. Notons que pourcentage d'espèces trouvées est porté à 64,3% quand on considère l'ajout de ces nouvelles données.

Ainsi la diversité aréale, calculée pour l'ensemble de la forêt du fait de la représentativité des relevés est de 0,474 taxon par hectare. Remarquons cependant que si on calcule la diversité aréale pour les parcelles réellement explorées, on porte la diversité aréale à 1,32 taxons à l'hectare.

Ce nombre peut ensuite être comparé aux travaux qui ont été menés dans d'autres forêts régionales des Hauts de France.

Tableau 24. Comparaison des diversités aréales de différentes forêts des Hauts de France

	Superficie (ha)	Nombre d'espèces	Diversité aréale
Mormal	9136	876	0,10
Nieppe	2600	345	0,13
St-Amand Est	2924	768	0,26
St-Amand Ouest	1813	596	0,33
Andigny	1432	679	0,474
Boulogne	2018	981	0,49
Rihoult-Claimarais	1200	663	0,55
Phalempin	670	390	0,58
Desvres	1148	1000	0,87
Bois de Bonsecours	480	474	0,99
Guînes	806	807	1,0
Hardelot	620	823	1,33

Cette diversité brute ne fournit toutefois aucune indication quant au caractère patrimonial des espèces inventoriées, qui sera exploré au travers d'autres outils.

2) La diversité aréale « pondérée »

Il faut trouver un moyen de pondérer ces valeurs de diversité aréale parce que cette variable qu'est la surface d'une forêt est un biais trop important.

M. Pierre-Arthur Moreau a pour cela établi une droite de régression linéaire de y en x ayant pour équation :

$Y = ax+b$ où $a = 0,1622$ sera multiplié par la surface en hectares et $b = 444,69$ espèces.

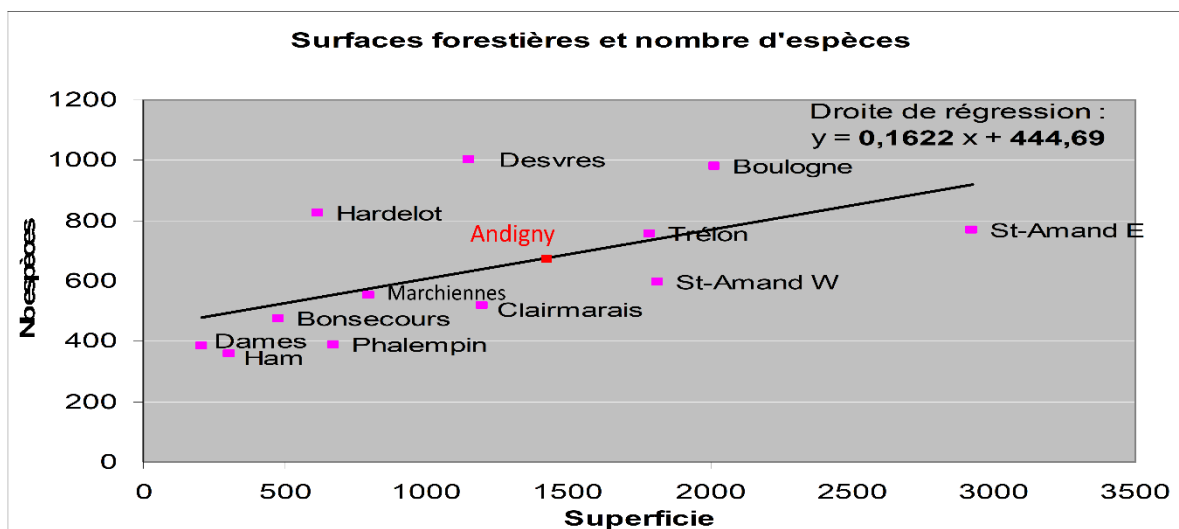


Figure 302. Graphique présentant la diversité aréale pondérée en fonction de la superficie forestière.

Pour les massifs dont la superficie est supérieure à 100 hectares, on s'attend à trouver au minimum 444,69 espèces, un nombre théorique incrémenté de 1,6 espèces par hectare supplémentaire.

Ce qui fait que l'on peut positionner de manière objective tout massif forestier par rapport à une « norme » régionale, exprimée par la droite de régression. Ainsi, si l'on se trouve au-dessus de cette droite, la forêt apparaît comme diversifiée ; si l'on se trouve au-dessous, c'est qu'il existe un problème qu'il faut résoudre en termes d'interprétation.

Pour la forêt d'Andigny, on attend **677** espèces. Cependant, bien que nous ayons effectivement recensés 679 espèces, nous venons de déterminer précédemment qu'il s'y trouve un nombre théorique d'espèces bien plus élevé, à savoir 1056, cela signifie que la forêt d'Andigny est un milieu bien plus diversifié que prévu d'un point de vue mycologique, et qu'il y a encore beaucoup de récoltes à mener.

Ici encore, il faut émettre les mêmes réserves que pour notre précédent calcul. Dans toute démarche d'inventaire, quelle que soit la forêt concernée, on ne parcourt jamais 100% de la surface de la forêt, souvent pour des raisons pratiques comme je vous l'ai expliqué précédemment, mais aussi pour des raisons calendaires.

C'est un défaut de cet outil qui reste pratique car cela donne quand même une idée de la diversité fongique que l'on peut trouver dans un massif forestier.

III. CONTRIBUTION A L'INVENTAIRE REGIONAL

A) Les nouveautés apportés par l'inventaire

Cette thèse, et les archives des années 1998, 2011 et 2013, apportent à la connaissance de l'inventaire départemental de l'Aisne **177** nouvelles espèces et pour l'inventaire régional des Hauts de France **3** nouvelles espèces, uniquement pour les Basidiomycètes ; **5** nouvelles espèces pour l'Aisne et **2** pour la région pour les Ascomycètes.

Attention : parmi cette liste de « nouveautés », un certain nombre de récoltes nouvelles tant pour le département de l'Aisne que pour la région des Hauts de France ont déjà été mentionnées dans *l'Inventaire mycologique des Hauts de France* (Courtecuisse et al., 2018), et ne sont en théorie plus des nouveautés car déjà publiées. Toutefois, nous les mentionneront parce qu'elles font partie intégrante de l'inventaire de la Forêt d'Andigny. Nous marquerons les espèces concernées (soit 97) avec une *.

1) Nouvelles espèces pour le département de l'Aisne

Agaricus essettei M. Bon*
Agaricus macrocarpus (F.H. Møller) F.H. Møller
Alnicola sphagneti (P.D. Orton) Romagnesi
Alnicola umbrina (R. Maire) Kühner
Amanita argentea Huijsman
Amanita fulvoides Neville & Poumarat
Amanita olivaceogrisea Kalamees*
Amanita porphyria Alb. & Schw. : Fr.*
Armillaria cepistipes f. *pseudobulbosa* Romagnesi & Marxmüller
Bolbitius reticulatus var. *pluteoides* (Moser) Arnolds*
Boletus junquilleus Quélet*
Botryobasidium subcoronatum (von Höhnel & Litschauer) Donk
Cerocorticium molare (Chaillet : Fr.) Jülich & Stalpers*
Clitocybe dealbata var. *minor* (Cooke) M. Bon
Clitocybe decembris Singer*
Clitocybe diatreta (Fr. : Fr.) Kummer
Clitocybe ditopa (Fr. : Fr.) Gillet*
Clitocybe fragrans (With. : Fr.) Kummer
Clitocybe fuliginipes Métrod*
Clitocybe obsoleta (Batsch : Fr.) Quélet
Clitocybe odora var. *alba* J.E. Lange
Clitocybe suaveolens (Schum. : Fr.) Kummer
Clitocybe umbilicata Kummer*
Clitocybe vibecina var. *floccipes* Métrod
Collybia aquosa (Bull. : Fr.) Kummer*
Conocybe echinata (Velenovsky) Singer*
Conocybe juniana var. *sordescens* (P.D. Orton) Hausknecht & Svrček*
Conocybe mesospora Kühner & Watling
Conocybe rickeniana Singer ex P.D. Orton*
Conocybe rickenii (J. Schäffer) Kühner*
Conocybe subovalis (Kühner) ex Kühner & Watling*
Coprinellus saccharinus (Romagnesi) P. Roux, G. Garcia & V. Dumas*
Coprinopsis alopecia (Fr.) La Chiusa & Boffelli
Cortinarius alboviolaceus (Pers. : Fr.) Fr.*

Cortinarius azureus Fr.
Cortinarius bonii Bidaud, P. Moënne-Loccoz & Reumaux
Cortinarius camphoratus (Fr. : Fr.) Fr.
Cortinarius cinnamomeoluteus P.D. Orton
Cortinarius hinnuloides R. Henry
Cortinarius humolens Brandrud
Cortinarius rugosus R. Henry [illég.]
Cortinarius striatuloides R. Henry
Cortinarius torvus (Fr. : Fr.) Fr.*
Cortinarius varicolor (Pers. : Fr.) Fr.
Crepidotus cesatii var. *subsphaerosporus* (J.E. Lange) Senn-Irlet*
Cystolepiota hetieri (Boudier) Singer
Deconica inquilina (Fr. : Fr.) Romagnesi
Deconica modesta (Peck) Morgan
Echinoderma asperum (Pers. : Fr.) M. Bon*
Entoloma conferendum var. *rickenii* (Romagnesi) M. Bon & Courtecuisse*
Entoloma hirtipes (Schum. : Fr.) Moser*
Entoloma sericellum (Fr. : Fr.) Kummer*
Exidia glandulosa (Bull. : Fr.) Fr.
Fistulina hepatica (J.C. Sch. : Fr.) Withering*
Flagelloscypha minutissima (Burt) Donk*
Flammulaster carpophilus (Fr.) Earle
Fomitopsis pinicola (Swartz. : Fr.) P. Karsten*
Galerina mniophila (Lasch : Fr.) Kühner*
Geastrum michelianum W.G. Smith*
Geastrum sessile (Sow.) Pouzar*
Gloeophyllum sepiarium (Wulfen : Fr.) P. Karsten
Grifola frondosa (Dicks : Fr.) S.F. Gray*
Hebeloma eburneum Malençon*
Hebeloma lutense Romagnesi
Hebeloma sinapizans (Paulet ex Fr.) Gillet*
Hebeloma subtortum P. Karsten
Hebeloma vaccinum Romagnesi
Hortiboletus rubellus (Quélet) Simonini, Vizzini & Gelardi
Hygrophorus pustulatus (Fr. : Fr.) Fr.*
Hyphodontia alutaria (Burt) J. Eriksson*
Hyphodontia pallidula (Bresadola) J. Eriksson*
Hypholoma capnoides (Fr. : Fr.) Kummer*
Hypholoma fasciculare var. *pusillum* J.E. Lange*
Hypholoma lateritium (J.C. Sch. : Fr.) Kummer*
Infundibulicybe costata (Kühner & Romagnesi) Harmaja*
Inocybe corydalina f. *albidula* (Britz.) Heim*
Inocybe curreyi (Berk.) Saccardo
Inocybe geophylla var. *fulva* (Patouillard) Saccardo
Inocybe geophylla var. *violacea* (Patouillard) Saccardo*
Inocybe haemacta (Berk. & Cooke) Saccardo
Inocybe mixtilis (Britzelmayr) Saccardo*
Inocybe napipes J.E. Lange*
Inocybe piriodora (Pers. : Fr.) Kummer*
Inocybe praetervisa Quélet*
Ischnoderma benzoinum (Wahlenberg : Fr.) P. Karsten*
Laccaria bicolor (R. Maire) P.D. Orton*
Laccaria proxima (Boudier) Patouillard*
Laccaria tetraspora Singer

Laccaria tetraspora var. *scotica* Singer*
Lactarius cremor Fr.*
Lactarius deterrimus Gröger*
Lactarius flexuosus (Pers. : Fr.) S.F. Gray*
Lactarius necator f. *ochroleucoides* M. Bon & van Haluwyn (ad int.)*
Lactarius ruginosus Romagnesi*
Lactarius subruginosus M. Bon
Leccinum avellaneum (Blum) J.A. Muñoz
Leccinum melaneum (F. Smotlacha) Pilát & Dermek
Leccinum roseofractum Watling
Leccinum variicolor Watling*
Lepiota castanea Quélet*
Lepiota subalba P.D. Orton
Lepista sordida var. *aianthina* (M. Bon) M. Bon*
Leratiomyces squamosus (Pers. : Fr.) Bridge & Spooner*
Leucocoprinus brebissonii (Godey) Locquin*
Lycoperdon echinatum Pers. : Pers.*
Lycoperdon foetidum Bonorden*
Lycoperdon umbrinum Pers. : Pers.*
Macrolepiota fuliginosa (Barla) M. Bon*
Melanoleuca humilis (Pers. : Fr.) Patouillard*
Mycena adonis var. *coccinea* (Quélet) Kühner
Mycena amicta (Fr. : Fr.) Quélet
Mycena clavicularis (Fr. : Fr.) Gillet*
Mycena diosma Krieglsteiner & Schwöbel*
Mycena metata (Fr. : Fr.) Kummer
Mycena olida Bresadola*
Mycena polyadelpha (Lasch) Kühner
Mycena polygramma f. *candida* J.E. Lange
Mycena pura f. *alba* (Gillet) Kühner
Mycena rubromarginata (Fr. : Fr.) Kummer*
Omphalotus illudens (Schw. : Fr.) Saccardo*
Panaeolus rickenii Hora
Parasola auricoma (Patouillard) Redhead, Vilgalys & Hopple*
Parasola lactea (P.D. Orton) Redhead, Vilgalys & Hopple*
Paxillus ammoniavirescens Contu & Dessi
Paxillus cuprinus Jargeat, Gryta, Chaumeton & Vizzini
Peniophorella pubera (Fr. : Fr.) P. Karsten
Phaeoclavulina curta (Fr.) Giachini
Phaeocollybia arduennensis M. Bon*
Phaeotremella frondosa (Bull. : Fr.) Spirin & V. Malysheva
Phlebia subochracea (Bresadola) J. Eriksson & Ryvarde
Phloeomana alba (Bresadola) Redhead*
Pluteus pouzarianus Singer*
Pluteus brunneoradiatus J. Bonnard*
Pluteus cinereofuscus J.E. Lange*
Pluteus mammifer Romagnesi*
Pluteus petasatus (Fr.) Gillet*
Polyporus lentus Berk.
Postia ptychogaster (F. Ludwig) Vesterholt*
Postia stiptica (Pers. : Fr.) Jülich*
Postia subcaesia (A. David) Jülich*
Psathyrella albidula (Romagnesi) Moser*
Psathyrella cotonea (Quélet) Konrad & Maublanc*

Psathyrella pellucidipes (Romagnesi) Moser
Resinicium bicolor (Alb. & Schw. : Fr.) Parmasto*
Ripartites metodii Huijman
Ripartites serotinus Einhellinger
Ripartites tricholoma (Alb. & Schw. : Fr.) P. Karsten
Russula adalbertii Reumaux, P. Moëgne-Loccoz & Bidaud
Russula albonigra f. pseudonigricans Romagnesi*
Russula anatina Romagnesi
Russula atroglaucula Einhellinger
Russula carpini Girard & Heinemann*
Russula duportii W. Phillips
Russula fragilis (Pers. : Fr.) Fr.
Russula fragrans Romagnesi
Russula lepida var. speciosa Zvara
Russula melitodes Romagnesi
Russula silvestris (Singer) Reumaux
Russula sororia (Fr.) Romell*
Russula subterfucata Romagnesi*
Russula turci Bresadola*
Russula viscida Kudrna
Schizopora radula (Pers. : Fr) Hallenberg*
Steccherinum bourdotii Saliba & A. David
Strobilurus esculentus (Wulfen : Fr.) Singer*
Strobilurus griseus (Métrod) P.-A. Moreau & Courtecuisse
Thelephora penicillata (Pers. : Fr.) Fr.*
Tomentella ellisii (Saccardo) Jülich & Stappers
Trametella gallica (Fr. : Fr.) Teixeira
Trametes betulina (L. : Fr.) Pilát*
Trechispora stevensonii (Berk. & Br.) K.-H. Larsson
Tricholoma album (J.C. Sch. : Fr.) Kummer
Tricholoma argyraceum (Bull.) Gillet*
Tricholoma lascivum (Fr. : Fr.) Gillet
Tubaria ferruginea Horak & P.-A. Moreau
Xerocomellus cisalpinus (Simonini, H. Ladurner & Peintner) Klofac*
Xerocomus subtomentosus (L. : Fr.) Quélet*

Acrospermum compressum Tode : Fr.
Adelphella babingtonii (Berk. & Br.) Pfister, Matocec & I. Kusan
Ascotremella faginea (Peck) Seaver
Orbilina curvatispora Boudier
Peziza arvernensis Boudier

2) Nouvelles espèces pour la région des Hauts de France (et par extension le département)

Alnicola dubis P.-A. Moreau & Vidonne
Cortinarius castaneoduracinus Chevassut & R. Henry
Cortinarius pseudodiabolicus (Moser) Moser

« *Cistella incrustata var. ellipsospora* » Dennis
Hypoxylon macrocarpum Pouzar

B) Commentaires spécifiques : taxonomie, systématique, écologie, biogéographie...

Ces commentaires concernent divers aspects particuliers ou intéressants, relatifs aux espèces récoltées (voir le titre du chapitre). Elles sont tirées des données disponibles de ces différents points de vue et de l'expérience des mycologues régionaux, en particulier Monsieur le Professeur Régis Courtecuisse. Pour ce qui concerne les données inventoriales régionales (à l'échelle des Hauts-de-France), elles se réfèrent à Courtecuisse *et al.*, 2018 ; pour les données relatives à l'inventaire national, elles se réfèrent aux données issues de la compilation inédite réalisée par Régis Courtecuisse depuis le début des années 1990 (mais non actualisée de manière systématique depuis environ 2010 – elles sont donc éventuellement incomplètes, pour cette raison. Des compléments issus de la littérature récente pourront éventuellement être ajoutés au cas par cas). D'autres aspects, écologiques et biogéographiques compléteront cet ensemble, mettant en avant les particularités ou originalités de la forêt d'Andigny du point de vue de ses cortèges fongiques.

Nos commentaires sont insérés dans la trame des fiches synthétiques de l'inventaire national, dont sont conservés en particulier les points concernant la chorologie nationale et l'écologie des espèces, ainsi que les informations relatives à leur valeur patrimoniale dans les différents territoires de l'hexagone.

***Agaricus macrocarpus* (Møller) Møller, 1952, *Friesia* 4, p. 204**

Ill. : Cappelli (1984) *Fung. Europ.* 1, p. 471 (icon.) ; Courtecuisse & Duhem (1994) *Guide des champignons de France et d'Europe*, n°744 (icon.) ; Breitenbach & Kränzlin (1995) *Champignons de Suisse* 4, p. 171 (photo) ;

Rép. : **14** ; **25** (J.-M. Cugnot, 2003) ; **37** ; **38** ; **43** (P. Roux, 1995) ; **44** ; **49** ; **50** ; **61** ; **65** ; **67** ; **68** ; **69** (N. van Vooren, 2001) ; **73** ; **74** ; **76** ; **79** ; **81** ; **83** (P. Roux, 1992 ; J. Astier, 1994) ; **85** ; **91**^{RR}

Rem. : Cette très grosse espèce a été trouvée en parcelle 95, en limite de parcelle de feuillus, en bordure d'un champ (saison 2019).

Il s'agit d'un taxon de la section *Arvenses*, au sens large, dont les sporophores spectaculaires attirent le regard. L'espèce n'est pas fréquente en région et n'est mentionnée que pour le département du Nord dans le dernier inventaire régional (Courtecuisse et al., 2018). Elle semble donc **nouvelle pour la Picardie** et en tous cas **pour le département de l'Aisne**. Sa répartition nationale connue figure ci-dessus.

Son écologie habituelle est plutôt acicole mais aussi héliophile. Il est remarquable que sa poussée ait été particulièrement spectaculaire lors de l'automne 2019, au cours duquel elle a été notée en grande abondance dans plusieurs sites (parfois bien visible, par sa taille spectaculaire, sur les talus ou prairies au bord de certains axes de circulation). Sa distribution a donc connu en 2019 une série d'ajouts significative.

***Alnicola citrinella* P.-A. Moreau & A. de Haan, 2012, *Sterbeekia* 31, p. 3**

= *Alnicola escharoides* ss. auct.

Cette note vise simplement à attirer l'attention sur ce nouveau nom pour une espèce banale, bien connue et très courante dans les aulnaies.

Alnicola dubis Métrod ex **P.-A. Moreau & Vidonne** 2006, *Doc. mycol.* 133-134, p. 141.

= *Alnicola dubii* Métrod, 1962, *Bull. Soc. nat. Oyonnax* 14-15, p. 143 [Type : France] [*inval.*]

Rép. : **25**^T (G. Métrod, 1958) ;

Rem. : Cet *Alnicola* brunâtre à chapeau non strié et au goût amarescent à douçâtre est de poussée souvent tardive et vient sous *Alnus glutinosa* ; il a été trouvé parcelle 62, le 22 septembre 2019. Il semble **nouveau pour la région des Hauts-de-France**, du moins au vu des données disponibles (Courtecuisse *et al.*, 2018). La révision récente du genre par M. Pierre-Arthur Moreau entraîne le besoin d'une révision des récoltes régionales restées en suspens, ce qui n'a pas encore été réalisé de manière systématique pour le moment. Quoiqu'il en soit, l'espèce semblerait rare, pour le moins.

***Amanita arroasia* (inéd.)**

Que dire de cet *Amanitopsis* sans nom, récolté parcelle 13 au pied d'un chêne ? Au départ, je pensais à une *Amanita* du groupe de *vaginata*. M. Pierre-Arthur Moreau qui mène une étude phylogénétique sur cet obscur groupe complexe, m'a proposé de "la passer à l'ADN". C'est ainsi que sur le cladogramme, est apparue une surprise, et non des moindres... Cette entité, est sur une branche distincte des différents clades des spécimens identifiées comme étant du groupe de *Amanita vaginata*. C'est pourquoi, il est plus que probable, pour ne pas dire certain, qu'il s'agit d'une nouvelle espèce. En l'honneur de l'ancienne Forêt d'Arrouaise, dont la Forêt d'Andigny en est le reliquat, j'ai proposé l'épithète "arroasia".



Figure 303. *Amanita arroasia*. Dessin : G. Polesel

Amanita argentea Huijsman, 1959, *Bull. Soc. mycol. Fr.* 75(1), p. 24

≡ *Amanita mairei* var. *argentea* (Huijsman) M. Bon & Contu, 1985, *Doc. Mycol.* 59, p. 53

Rép. : **14** ; **21** (R. Rousseaux, 1993) ; **25** ; **38** (R. Garcin, 1987) ; **40** (H. Mesplède, 1987) ; **43** (A. Charret / P. Roux, 1989) ; **59** ; **62** ; **73** ; **77** ; **90**



Figure 304. *Amanita argentea*, parcelle 53, le 29 sept. 2019. Photo : G. Polesel

Rem. : Espèce assez rare relevant du groupe difficile des « amanites sans anneau ». Elle est proche de *Amanita mairei*. On la trouve essentiellement dans le Nord – Pas-de-Calais (quelques récoltes connues, surtout dans les forêts du Boulonnais) et semble **nouvelle pour la Picardie**, et donc pour le **département de l’Aisne**. La récolte d’Andigny provient de la parcelle 53, le 29 septembre 2019. Son écologie est souvent quercicole et on l’a trouvée sous feuillus (*Quercus*, *Fagus*...), en situation assez hygrophile.

***Amanita echinocephala* (Vittadini) Quélet, 1872, *Mém. Soc. ém. Montbéliard* II, 5, p. 321 [!]**

= [au sens des auteurs] *Amanita solitaria* (Bull. : Fr.) Mérat, 1836, *Nouv. Fl. env. Paris*, Ed. 4, 1, p. 121 – **nom mal interprété et ambigu**, malgré tout adopté par Neville & Poumarat, p. 48.

III. : Gillet (1878) *Les champignons*, pl. 21 (icon.) ; Neville & Poumarat (1995) *FAMM* 7-8 : 48 (photo S. Poumarat), 53 (photo P. Neville) ; Neville & Poumarat (1996) *l.c.* : 44 ; Eyssartier & Roux (2011) *Le guide des champignons. France et Europe*, p. 291 (photo) ;

Rép. : 01 ; 02 ; 03 ; 06 ; 08 ; 09 ; 10 ; 12 (J.-L. Menos) ; 13 ; 14 ; 16 ; 17 ; 18 ; 21 ; 24 ; 25 ; 26 ; 27 ; 31 ; 32 (P. Magni) ; 33 ; 36 ; 37 ; 38 ; 39 ; 40^{RR} ; 41 ; 44 ; 45^{LR3} ; 46 ; 49^{LR2} ; 50 ; 51 ; 52 ; 53 ; 54 ; 58 ; 59 ; 60 ; 61 ; 62 ; 64 ; 66 ; 67 ; 68 ; 71 ; 72^{LR3} ; 73 ; 74 ; 76 ; 77 ; 78 ; 79 ; 80 ; 81 ; 83 ; 84 ; 85^{LR2} ; 86 ; 89 ; 90 (Joachim, 1914) ; 91 ; 95

LR rég. : Pays-de-la-Loire, LR2 [Mornand, 2001] ;

Rem. : Cette amanite n’est pas d’une rareté exceptionnelle mais ses affinités calcicoles thermophiles, manifestées par sa relative fréquence sous *Quercus pubescens*, en lisières thermophiles du *Geranium sanguinei*, par exemple, font remarquer la récolte d’Andigny (6 octobre, parcelle 17 - probable), le massif n’étant pas significativement calcaire, loin de là. Or, la parcelle en question correspond à un affleurement calcaire, ce qui conforte la position édaphique de l’espèce et rapporte cette récolte à une situation normale. Reste la composante thermophile, qui peut surprendre, cela intervenant en opposition avec les tendances submontagnardes de la forêt, mises en évidence par ailleurs (voir par exemple *Hydropus subalpinus*, *Phaeocollybia arduennensis*, etc.). Il est possible que l’été très chaud et sec de l’année 2019 ait pu jouer un rôle dans l’apparition d’un sporophore de cette espèce (malgré tout bien présente à l’état végétatif).

***Amanita fulvoides* Neville & Poumarat, 2009, *Fungi non Delineati* 51-52, p. 44 [!]**

III. : Neville & Poumarat (2009) *l.c.*, p. 48-49 (sch.), 182-183 (photos P. Neville, P. Roux) ; Eyssartier & Roux (2011) *Le guide des champignons. France et Europe*, p. 287 (photo) ;

Rép. : **34** (F. Fouchier, 2003) ; **38** (M. Bon, 2005) ; **39** ; **51** (P. Bineau, 1999) ; **59** ; **62** ; **83** (Negretti, 1997) ; **84** (C. Hurtado, 2005 ; J. Alessandri, 2005).

Rem. : Espèce **nouvelle pour la Picardie** (et donc pour le **département de l'Aisne**), dans l'état actuel des connaissances (on ne la connaît que dans le Nord et surtout dans le Pas-de-Calais où elle ne semble pas rare dans les forêts du Boulonnais, en particulier). Elle a été décrite récemment et la grande difficulté taxinomique du sous-genre (amanites « sans anneau ») demande un laps de temps important avant que des certitudes n'apparaissent ; il s'agit d'un taxon assez proche de *A. fulva* mais plus robuste, d'un brun fauve à volve lavée de fauve rouillé. Elle est particulièrement quercicole (peut-être aussi sous d'autres *Fagaceae*). Elle est à rechercher dans la région. La récolte d'Andigny provient de la parcelle 41 (feuillus divers, dont *Quercus*), en octobre 2019.

***Amanita jonquillea* Quélet, 1877('1876'), Bull. Soc. bot. Fr. 23, p. 324 [!] [BASIONYME]**
= *Amanita gemmata* (Fr.) Bertillon, in Dechambre, 1866, *Dict. encycl. sci. médic.* 1, 3, p. 498

III. : Roux (2006) *Mille et un champignons*, p. 933 (photo) ; Eyssartier & Roux (2011) *Le guide des champignons. France et Europe*, p. 293 (photo) ;

Rép. : **01** ; **02** ; **03** ; **07** ; **08** ; **09** ; **10** ; **11** ; **12** ; **14** ; **15** ; **16** ; **17** ; **18** ; **19** ; **20** ; **21*** (R. Rousseaux, un seul exemplaire, 1993 – autrefois cité par Girard, 1933 comme « assez commune ») ; **22** ; **23** ; **24** ; **25** ; **26** ; **27** ; **28** ; **29** ; **30** ; **31** ; **32** ; **33** ; **35** ; **36** ; **37** ; **38** ; **39** ; **40** ; **41** ; **42** ; **43** ; **44** ; **45** ; **46** ; **48** ; **49** ; **50** ; **51** ; **53** ; **54** ; **56** ; **58** ; **59** ; **60** ; **61** ; **62** ; **63** ; **64** ; **65** ; **66** ; **67** ; **68** ; **69** ; **70** ; **71** ; **72** ; **73** ; **74** ; **76** ; **77** ; **78** ; **79** ; **81** ; **83** ; **85** ; **86** ; **87** ; **88** ; **89** ; **90** ; **91**

LR rég. : Haute-Normandie, **LR3** [Malaval, 2000]

Rem. : L'amanite jonquille n'est pas vraiment rare mais elle n'est pas très représentée en région où elle est nettement préférentielle des secteurs littoraux. Pour l'intérieur des terres, elle n'est connue (récoltes référencées dans la base régionale) que de Felleries (2007), Liessies (2011, 2012, 2014) et Saint-Amand (2010). Elle est signalée dans l'Aisne par la Société mycologique de Château-Thierry et de l'Omois, sans date et dans l'Aisne (herbier Romagnesi et diverses récoltes dans la région de Senlis). Elle est notée dans la Somme mais sans récolte de référence. La récolte d'Andigny date du 9 octobre 2017, en parcelle 66 (sous *Picea*). Son écologie acicole est classique.

***Amanita olivaceogrisea* Kalamees, in Urbonas, Kalamees & Lukin, 1986, *Conspectus florum agaricalium fungorum Lithuaniae, Latviae et Estoniae*, p. 45 [Type : Estonie]**

= *Amanita pseudofriabilis* Courtecuisse (ined.)

Rép. : **02** ; **08** ; **51*** ; **55*** ; **59** ; **60** ; **62** ; **73** ; **80** [51* et 55* : les données sont sous le nom erroné *A. friabilis*].

Rem. : L'identité du taxon inédit, repéré depuis plus de 30 ans (*A. pseudofriabilis*) avec l'espèce estonienne a été prouvée par une étude moléculaire (P.-A. Moreau, travaux inédits pour le moment). Elle avait été soupçonnée, ce taxon ayant été récolté par R. Courtecuisse, dans plusieurs pays européens où elle est abondante, ce qui rendait peu probable son caractère inédit. Elle est très fragile et de petite taille et vient particulièrement sous *Corylus*, accompagnée d'autres essences (*Betula*, etc.). On la connaît dans tous les départements de la région. Trois récoltes ont été faites à Andigny, en parcelles 70 (le 21 octobre 2016), 91 (le 27 septembre 2018) et 43 (le 4 octobre 2018). Remarquons que ces trois parcelles sont éloignées les unes des autres.

Artomyces pyxidatus (Pers. : Fr.) Jülich, 1982 ('1981'), *Bibl. Mycol.* 85, p. 399

BASIONYME : *Clavaria pyxidata* Pers., 1794, *Neues Mag. Bot.* 1, p. 117 : Fr., 1821, *Syst. Mycol.* 1, p. 470 [!] ≡ *Ramaria pyxidata* (Pers. : Fr.) Quélet, 1888, *Fl. mycol. Fr.*, p. 463 [!] ≡ *Clavicornia pyxidata* (Pers. : Fr.) Doty, 1947, *Lloydia* 10, p. 43



Figure 305. *Artomyces pyxidatus*, parcelle 53, le 29 sept. 2019. Photo : G. Polesel

III. : Courtecuisse & Duhem (1994) *Guide des champignons de France et d'Europe*, n° 115 (icon.) ; Eyssartier & Roux (2011) *Le guide des champignons. France et Europe*, p. 1009 (photo) ;

Rép. : **01** ; **02** ; **03** ; **08** (R. Collot, 1999, 2003 ; J. de Sloover, 2001 ; D. Capitain, 2002) ; **09** ; **16** ; **18** ; **20** ; **24** ; **25** ; **28** ; **31** ; **32** ; **33** ; **38** ; **39** ; **40** ; **41** ; **44** ; **45**^{LR3} ; **51** ; **54** ; **55** ; **58**^{LR} ; **59** (G. Bret / R. Courtecuisse, 1996 ; R. Courtecuisse, 2006) ; **60** ; **62** ; **64** ; **65** ; **66** ; **67** ; **68** (D. Doll / P. Hertzog, xxxx) ; **72** ; **73** ; **74** ; **77** ; **78** ; **79** ; **80** ; **81** ; **85** ; **86** ; **91**^{RR}

Rem. : cette espèce, remarquable par la morphologie unique de ses basidiomes, est le type du genre *Artomyces* (membre de la famille des *Auriscalpiaceae*). Elle est également remarquable par son comportement biogéographique. Absente des régions planitiales du nord de la France jusqu'au milieu des années 1990, elle a été découverte, toujours sur troncs pourrissants de feuillus, successivement dans le Nord (1996) puis dans l'Oise (2003), la Somme (2007) et le Pas-de-Calais (2014). Pour l'Aisne, il est difficile de

préciser sa date d'apparition pour le moment, la première mention, par la Société mycologique de Château-Thierry et de l'Omois, n'étant pas datée (Courtecuisse *et al.*, 2018 – information précise à solliciter auprès de l'association en question). Elle a été revue durant l'automne 2019, en particulier dans le département du Nord à plusieurs reprises et dans plusieurs massifs forestiers. Pour notre part, nous l'avons récoltée à deux reprises durant ce même automne, le 29 septembre, parcelle 53 et le 19 octobre, parcelle 95 (notons que ces parcelles sont distantes l'une de l'autre). L'expansion de cette espèce semble donc manifeste. Cela entre en contradiction avec l'hypothèse émise par G. Corriol (2004) qui pensait qu'il s'agissait peut-être d'une caractéristique des phases forestières de sénescence, habituellement tronquées par la gestion forestière (hypothèse émise dans le contexte pyrénéen) ; la multiplication de ses stations planitiales, dans des contextes forestiers peu matures et soumis à une pression d'exploitation « classique » montrerait plutôt une tendance à la balisation de ce taxon. D'ailleurs, sa présence dans la Sarthe (inventaire F. Farcy) est associée à un caractère potentiellement invasif. On sait que la notion d'espèce invasive est difficile à étendre au monde fongique sans recherches approfondies mais cela est une possibilité. Quoiqu'il en soit, les raisons de cette expansion d'aire, qui permettent à l'espèce de se répandre en plaine, sont à étudier.

***Bjerkandera fumosa* (Pers. : Fr.) P. Karsten, 1879, *Medd. Soc. Fauna Fl. Fenn.* 5, p. 38**

BASIONYME : *Boletus fumosus* Pers., 1801, *Syn. Meth. Fung.*, p. 530 [!] : Fr. ≡ *Polyporus fumosus* (Pers. : Fr.) Fr., 1821, *Syst. Mycol.* 1, p. 367 [!] [(Pers.) : Fr.] ≡ *Leptoporus fumosus* (Pers. : Fr.) Quélet, 1886, *Enchiridion Fungorum*, p. 177 [!]

= *Leptoporus imberbis* (Bull.) Quélet, 1888, *Fl. mycol. Fr.*, p. 388 [!]

III. : BK 330 ; Courtecuisse & Duhem (1994) *Guide des champignons de France et d'Europe*, n°98 (icon.) ;

Rép. : Champagne (Briard, cité par Quélet – *s.n.* *P. pallescens*) ; **02** ; **09** ; **21** ; **24** ; **25** ; **26** ; **27** ; **37** ;

38 ; 39 ; 41[†] (Legué, 1908, p. 150) ; **49 ; 50 ; 59 ; 61 ; 62 ; 65 ; 66** (Peyrevidal / G. Lafuente, 1997) ; **67 ; 68 ; 69 ; 72 ; 73 ; 74 ; 76 ; 77 ; 78 ; 80 ; 86**

Rem. : Nous avons noté ce polypore à plusieurs reprises dans nos relevés ; or, il s'agit d'un taxon réputé peu fréquent, en tous cas beaucoup moins que le classique *B. adusta* (Willdenow : Fr.) P. Karsten, même si d'assez nombreuses mentions récentes figurent sur le site "HDF" (base de données de l'inventaire régional), en particulier pour le Nord. Il s'agirait peut-être d'un autre exemple d'expansion d'une espèce jusque là peu fréquente, cette hypothèse étant à étudier à la lumière des prochaines saisons mycologiques. L'espèce vient sur feuillus et se distingue sur le terrain de *B. adusta* par son basidiome totalement glabre (comme l'indique l'épithète d'un de ses synonymes, "*imberbis*"), des chapeaux plus grands et plus épais, d'un ocre chamois, avec des pores plus pâles. Un cerne blanchâtre à la marge pourrait également constituer un caractère différentiel à confirmer. Notre récolte du 24 octobre 2018 a été confirmée avec certitude.

***Bolbitius reticulatus* var. *pluteoides* (Moser) Arnolds, 2003, *Persoonia* 18(2), p. 210**

BASIONYME : *Bolbitius pluteoides* Moser, 1978, *Fungorum Rariorum Icones Coloratae* 7, p. 27 [Type : Pologne]

III. : Courtecuisse & Duhem (1994) *Guide des champignons de France et d'Europe*, n° 1312 (icon.) ;

Rép. : **02** (SMNF, 2016) ; **38 ; 43** (A. Charret / P. Roux, 1994) ; **54 ; 57 ; 59** (J.-J. Wuilbaut, 2000) ; **63** ; **67^{cf}** (D. Schott) ; **68** (KLE / B. Crozes, xxxx)

Rem. : on ne connaît que 2 récoltes régionales de ce taxon. Celle en provenance d'Andigny était la première pour l'Aisne et la Picardie ; l'autre est due à J.-J. Wuilbaut et provient du département du Nord, en 2000 (Courtecuisse *et al.*, 2018). La variété se différencie du type par ses couleurs plus pâles (gris rosâtre mais centre vineux) et ses lames grisâtres. Elle est peu fréquente à l'échelle nationale et on la considère, du point de vue patrimonial, comme classée NT (liste rouge provisoire R. Courtecuisse).

***Boletus junquilleus* (Quélet) Costantin & Dufour, 1901, *Nouvelle Flore*, Ed.3 (suppl. 2), p. 298 [non ss. Quélet !]**

***Neoboletus junquilleus* (Quélet) Gelardi, Simonini & Vizzini, in Vizzini, 2014, *Index Fungorum* 192, p. 1**

BASIONYME : *Dictyopus junquilleus* Quélet, 1898('1897'), *C.-R. Ass. fr. av. sci.* 26(2), p. 450 [!] ≡ *Tubiporus erythropus* var. *junquilleus* (Quélet) Imler, 1950, *Bull. Soc. mycol. Fr.* 66, p. 195 ≡ ***Boletus erythropus* var. *junquilleus* (Quélet) M. Bon, 1985, *Doc. Mycol.* 60, p. 38** (aussi Munos, *superfl.*) ≡ *Boletus luridiformis* var. *junquilleus* (Quélet) Knudsen, in Knudsen & Hansen, 1991, *Nord. J. Bot.* 11(4), p. 477 [*inval.*] = *Sutorius junquilleus* (Quélet) G. Wu & Zhu L. Yang, in Wu, Li, Zhu, Zhao, Han, Cui, Li, Xu & Yang, *Fungal Diversity* 81: 145

= *Boletus pseudosulphureus* Kallenbach, 1923, *Zeitschr. f. Pilzk.* 2(10-12), p. 225

III. : Courtecuisse & Duhem (1994) *Guide des champignons de France et d'Europe*, n° 1682 (icon.) ; Eyssartier & Roux (2011) *Le guide des champignons. France et Europe*, p. 93 (photo) ;

Rép. : **02** (SMNF, 1998) ; **03 ; 14[†]** (< 1975]) ; **22** (1995) ; **24 ; 25^{RRR}** ; **29** (A. Gérault, 1996) ; **36 ; 39 ; 40^{RR}** ; **41[†]** (Legué, 1908, p. 181) ; **42 ; 43 ; 44 ; 45^{LR1}** ; **49^{LR4}** ; **53^{LR1}** ; **58^{LR}** ; **59** (M. Bon, 1981 ; SMNF, 2015) ; **61 ; 62 ; 67 ; 68 ; 71^{LR}** ; **73 ; 76 ; 77 ; 78 ; 79 ; 85^{LR3}** ; **90**

Écol. : Fagus ; sous Quercus ou Fagus ; espèce très rare ! ; Quercus + Pinus ; Quercus + Pinus silvestris ;

Rem. : la dénomination correcte de ce taxon reste problématique, comme cela est indiqué par Courtecuisse *et al.*, 2018, p. 56. Plusieurs questions se posent. 1) S'agit-il d'une espèce autonome ou d'une variété, à attribuer alors le plus probablement au « bolet à pied

rouge » (*Neoboletus praestigiator* ou *Neoboletus luridiformis*, le nom définitif de cette espèce classique n'étant lui-même pas tranché). 2) L'épithète *junquilleus* a été diversement interprétée et le taxon ici considéré n'est pas conforme au sens initial de Quélet (ce dernier serait une forme de *B. queletii* – combiné comme *Suillellus queletii* f. *junquilleus* (Quélet) Klofac, in Urban & Klofac, 2015, *Sydowia* 67 qui serait un nom disponible pour ce taxon originel ; c'est l'interprétation de Boudier qui correspond au taxon en question ici). Dans ce contexte, le basionyme *Boletus pseudosulphureus* Kallenbach pourrait être préféré ; mais l'usage plus courant de *junquilleus*, correspondant à notre taxon, pourrait prévaloir et tendre à proposer cette dernière épithète comme *nom. conserv.* (ou démarche équivalente). Au vu de ces deux séries de remarques, et en fonction des décisions à prendre, plusieurs noms sont disponibles : s'il s'agit bien d'une variété du « bolet à pied rouge », on dispose du nom *Neoboletus luridiformis* var. *pseudosulphureus* (Kallenbach) A. Urban & Klofac, 2015, *Sydowia* 67. Mais l'épithète n'est pas idéale, au vu de l'usage en faveur de *junquilleus*. Au rang spécifique, on dispose de *Neoboletus junquilleus* (Quélet) Gelardi, Simonini & Vizzini, in Vizzini, 2014, *Index Fungorum* 192, p. 1. C'est ce nom que nous adoptons pour le moment mais il faut encore noter que des auteurs chinois ont récemment proposé la combinaison *Sutorius junquilleus* (Quélet) G. Wu & Zhu L. Yang, in Wu, Li, Zhu, Zhao, Han, Cui, Li, Xu & Yang, 2016, *Fungal Diversity* 81, p. 145. Le démembrement des ex-*Boletus* en une foule de petits genres ne simplifie pas ce choix du nom définitif pour notre « bolet jonquille ».

Par ailleurs, ce taxon est intéressant au plan patrimonial. Il est manifestement rare, voire très rare (Lannoy & Estades (2001) *DM HS* 6, p. 119) et plusieurs des mentions départementales reprises ci-dessus sont probablement douteuses. On le considère souvent comme menacé ou à inscrire sur une liste rouge dans plusieurs départements ou régions et c'est une « espèce à protéger » selon Eyssartier & Roux (2011, *Le guide des champignons. France et Europe*, p. 92. Dans la liste rouge provisoire (R. Courtecuisse), elle est classée comme VU (vulnérable). La récolte de la forêt d'Andigny est **la seule connue pour l'Aisne** et elle date de 1998 (sortie SMNF – données d'archive). Cette espèce n'a pas été retrouvée au cours de mes propres récoltes.

***Botryobasidium subcoronatum* (von Höhnel & Litschauer) Donk**, 1931, *Meded. Nederl. Mycol. Ver.* 18-20, p. 117

Une seule récolte pour Andigny, le 26 juin 2019, parcelle 53 (feuillus divers). **Un nouveau taxon pour le département de l'Aisne**. Basidiome de morphologie corticioïde, résupiné hypochnoïde, d'abord blanchâtre puis jaune ochracé.

***Bulbillomyces farinosus* (Bresadola) Jülich**, 1974, *Persoonia* 8(1), p. 69

ANAMORPHE : *Aegerita candida* Pers., 1794, *Neues Mag. Bot.* 1, p. 120

Une seule récolte pour Andigny, le 24 octobre 2018, parcelle 18. Sur écorce de feuillus, en milieu humide. C'est le stade anamorphe (*Aegerita*) qui a été trouvé. Il est caractérisé par de minuscules bulbilles blanc pur densément serrées. Le stade téléomorphe consiste en une « croûte » résupiné, grisâtre, d'aspect velouté.

***Clitocybe dealbata* var. *minor* (Cooke) M. Bon**, in M. Bon & van Haluwyn, 1982, *Doc. Mycol.* 46, p. 39

Rem. : Ce taxon est assez méconnu et rarement signalé ; il s'agit d'une variante de *Clitocybe dealbata*, commun dans les pelouses, mais d'habitat forestier, humicole ou détriticoïde et de stature plus petite et gracile. Deux récoltes sont à noter pour Andigny : le 5 octobre 2017, parcelle 7 et le 6 octobre 2019 (sortie SMNF), parcelle 17. Notons que ces deux parcelles sont « relativement » proches et sont toutes deux situées dans le nord de la forêt d'Andigny.

***Clitocybe fuliginipes* (Lasch) Gillet,**

Ill. :

Rép. : **30** ; **38** ; **39** ; **43** ; **62**[?] (R. Courtecuisse, 1997) ; **69** ; **78** ; **83** (P. Bordes, 1990) ; **84** (P. Roux, 1994) ; **85**^{LR4} ; **88** ;

Écol. : aiguilles de *Pinus pinea* ; pins ; *Pinus sivestris* + *Quercus* ; aiguilles de *Picea* ;

Rem. : espèce assez peu fréquemment notée, en raison de la difficulté du genre sur le terrain. Il s'agit d'un taxon proche de *C. decembris*, acicole. Cette mention, issue d'une sortie de la SMNF en 2013 est **la seule pour le département de l'Aisne**. On en trouve également des récoltes pour la Somme et une récolte incertaine (cf) du Pas-de-Calais. Comme son nom l'indique, le pied est plus sombre que pour *C. decembris*, mais bien des choses restent à préciser dans ce groupe.

***Clitopilus hobsonii* (Berk.) P.D. Orton, 1960, *Trans. Brit. Mycol. Soc.* 43(2), p. 174**

= *Clitopilus pleuroteloides* (Kühner) Jossierand, 1941, *Bull. Soc. linn. Lyon* 10, p. 14

= *Octojuga fayodii* Konrad & Maublanc, 1937, *Icon. Sel. Fung.* 6, p. 234

Ill. : Romagnesi (1937) *l.c.* (sch.) ; Courtecuisse & Duhem (1994) *Guide des champignons de France et d'Europe*, n° 969 (icon.) ; Roux (1997) *l.c.* : 40 (photo) ; Roux (2006) *Mille et un champignons*, p. 638 (photo) ; Eyssartier & Roux (2011) *Le guide des champignons. France et Europe*, p. 977 (photo) ;

Rép. : **03** ; **07** (A. Charret / P. Roux, 1998) ; **08** (M. Langlois, 1994 ; D. Capitain, 2000) ; **09** ; **10** ; **21** ; **24** ; **27** ; **29** ; **38** ; **43** ; **44** ; **45** ; **49** ; **52** ; **56** ; **57** ; **59** ; **61** ; **62** ; **63** ; **64** ; **65** ; **66** ; **68** ; **74** ; **76** ; **77** ; **83** ; **84** ; **85** ; **86** ; **90** ; **91**

Rem. : Trois récoltes sont à noter pour Andigny, le 30 octobre 2016, parcelle 43 et le 6 octobre 2019, parcelle 17 (Sortie SMNF). Petite espèce lignicole, d'une morphologie trompeuse et terriblement ressemblante à un *Crepidotus*. Toutefois la microscopie est totalement différente et permet de les distinguer aisément. Nous avons recherché *C. daamsii* (spores plus grandes) sans succès malheureusement. La dernière récolte, composée de spécimens assez jeunes aux lames encore très pâles ou même blanches, avait été déterminée de manière tentative *Cheimonophyllum candidissimum*. La microscopie a exclu cette hypothèse mais ce dernier taxon reste à rechercher à Andigny où il peut se trouver ; il s'agit d'une espèce à tendance continentale et d'autres éléments de notre inventaire signalent cette potentialité.

***Collybia fagiphila* Velenovsky, 1939, *Novit. Mycol.*, p. 82 [BASIONYME]**

= *Marasmius fuscopurpureus* ss. Konrad & Maublanc, 1934, ss. Kühner & Romagnesi, 1953, ss. Cléménçon, 1981.

Ill. : Konrad & Maublanc (1927) *Icon. Sel. Fung.* 3, pl. 219, 1 (icon.) – s.n. *M. fuscopurpureus* ; Breitenbach & Kränzlin (1991) *Champignons de Suisse* 3, n° 191 (photo) ; Courtecuisse & Duhem (1994) *Guide des champignons de France et d'Europe*, n° 529 (icon.) – s.n. *C. fuscopurpurea* ; Antonín & Noordeloos (1997) *Libri Botanici* 17, p. 108 (sch.) ;

Rép. : **01** ; **09** ; **18** ; **21** ; **25** ; **43** ; **48** ; **59** (R. Courtecuisse, 1977) ; **60** (G. Malençon, 1954) ; **62** (Tjallingii, 1973) ; **66** (Balot / A. Marchand, 1970 ; P. Roux, 1991) ; **68** ; **73** ; **77** ; **88**

Écol. : *Pinus silvestris* ; hêtraie et hêtraie-sapinière à dentaire ; hêtraie-chênaie acidiphile atlantique à houx (*Fago-Quercetum* de race atlantique) ; *Fraxinus* ;

Rem. : Une seule récolte, le 9 Octobre 2016, parcelle 70. Toutefois il faut émettre des réserves quant à sa véritable identité... Elle pourrait très bien être une *aquosa* ou une *dryophila*... J'étais si mauvais à l'époque...

Conocybe echinata (Velenovsky) Singer, 1989, *Fieldiana, Bot.* 21, p. 103

= *Conocybe sordida* (Kühner) ex Kühner & Watling, 1980, *Not. Roy. Bot. Gdn Edinburgh* 38(2), p. 339

III. : Courtecuisse & Duhem (1994) *Guide des champignons de France et d'Europe*, n° 1327 (icon.) ; Hausknecht (2009) *I.c.*, p. 233 (sch.), p. 714 (photo K.F. Reinwald, H.-J. Hübner), p. 715 (photos), pl. 13 a-c (icônes) ;

Rép. : **02** ; **25** ; **29** ; **43** ; **57** ; **59** ; **60** ; **61** ; **62** ; **68** ; **72** (F. Farcy, 2008) ; **76** (J.-C. Malaval, 2000) ; **77** ; **80** ; **85** (J.-Y. Jutard, 2004)

Rem. : ce *Conocybe* possède une teinte assez caractéristique (chapeau brun terne, un peu cannelle, peu strié, pâissant au sec par bandes radiales et stipe miel clair en haut et brun-gris en bas) et représente une des rares espèces reconnaissables sur le terrain. La récolte unique effectuée à Andigny, le 24 octobre 2018, en parcelles 18 et 25 (sortie SMNF et ONF) a été effectuée en milieu humide. La récolte est donnée comme **la première pour l'Aisne** dans l'inventaire régional des Hauts-de-France (Courtecuisse *et al.*, 2018). Cependant, la mention « 02 » figure dans les notes de l'inventaire national, sans précision (données sans doute assez anciennes, à retrouver).

Conocybe juniana var. sordescens (P.D. Orton) Hausknecht & Svrček, *in* Hausknecht, 1999, *Österr. Zeitschr. f. Pilzk.* 8, p. 50

= *Conocybe sordescens* P.D. Orton, 1988, *Trans. Brit. Mycol. Soc.* 91(4), p. 546

Réf. : ;

III. :

Rép. : **02** ; **49** ; **57** ; **58** ; **59** (R. Courtecuisse, 1998) ; **73** ; **76** (J.-C. Malaval, 1995)

Rem. : Une seule récolte pour Andigny, le 2 novembre 2017, parcelle 95, en milieu herbeux (sentier forestier). Chapeau brun sale terne, non ou peu strié. Stipe unicolore. **Première récolte pour le département de l'Aisne** (citée comme telle *in* Courtecuisse *et al.*, 2018).

Coprinopsis marcescibilis (Britzelmayer) Örstadius & E. Larsson, 2008, *Mycol. Res.* 112(10), p. 1180

Psathyrella marcescibilis (Britzelmayer) Singer, 1951 ('1949'), *Lilloa* 22, p. 466

BASIONYME : *Agaricus marcescibilis* Britzelmayer, 1893, *Bot. Centralbl.* 54, p. 69 ≡ *Drosophila marcescibilis* (Britzelmayer) Romagnesi, 1944, *Bull. Soc. linn. Lyon* 13, p. 51 ≡ *Coprinopsis marcescibilis* (Britzelmayer) Örstadius & E. Larsson,

= *Psathyra fragilissima* J.E. Lange, 1936, *Dansk Bot. Ark.* 9(1), p. 6 [*inval.*] ex J.E. Lange, 1940, *Fl. Agar. Dan.* 5 (taxonomic conspectus), p. vii [*illeg.*, non Kauffmann, 1926] ≡ *Drosophila fragilissima* (J.E. Lange) Romagnesi, 1937, *Rev. Mycol.* [Paris] 2, p. 246 [*inval.*]

= *Psathyra lactea* J.E. Lange, 1936, *Dansk. Bot. Ark.* 9(1), p. 6 [*inval.*] ex J.E. Lange, 1940, *Fl. Agar. Dan.* 5, p. vii

III. : Courtecuisse & Duhem (1994) *Guide des champignons de France et d'Europe*, n° 800 (icon.) ; Eyssartier & Roux (2011) *Le guide des champignons. France et Europe*, p. 937 (photo – *s.n.* *Coprinopsis m.*) ;

Rép. : **02** ; **03** ; **08** (M. Langlois, 2005) ; **09** ; **10** ; **14** ; **21** ; **22** ; **24** ; **25** ; **29** ; **34** ; **35** ; **38** ; **44** ; **45** ; **49** ; **57** ; **59** ; **60** ; **61** ; **62** ; **66** ; **67** ; **68** ; **70** ; **72** ; **73** ; **76** ; **77** ; **78** ; **79** ; **80** ; **83** ; **85** ; **94** (H. Romagnesi) ;

Écol. : pelouse argilo-calcaire ; en touffes dans l'humus ; pinède clairsemée à *Pinus nigra* ; chemin sous feuillus ; sous *Polygonum sacchalinese* ;

Rem. : Deux récoltes pour Andigny, le 12 octobre 2017, parcelle 41 et le 13 octobre 2017, parcelle 13. Notons que le nom actuellement retenu pour ce taxon est *Coprinopsis marcescibilis*. De morphologie assez semblable à *Psathyrella candolleana* mais stipe très blanc, assez raide et droit et chapeau appendiculé de dents triangulaires régulières et blanches.

***Coprinopsis alopecia* (Lasch) La Chiusa & Boffelli**, in Boffelli, 2017, *Index Fungorum* 333, p. 1

= *Coprinus alopecia* Lasch, in Fr., 1838, *Epicrisis*, p. 248

= *Coprinus insignis* Peck, 1873, *Bull. N. Y. St. Mus. Nat. Hist.* 1(2), p. 54 (au sens des auteurs européens)



Figure 306. *Coprinopsis alopecia*, parcelle 66, le 6 oct. 2019. Photo : G. Polesel

Ill. : Roux (2006) *Mille et un champignons*, p. 1057 (photo) ; Eyssartier & Roux (2011) *Le guide des champignons. France et Europe*, p. 933 (photo – s.n. *Coprinopsis i.*) ;

Rép. : 09 ; 2B ; 24 ; 37 ; 44 ; 45 ; 49 ; 51 ; 60* ; 61 ; 62 (B. Bouchez / R. Courtecuisse, 2001) ; 65 ; 68 ; 74 ; 77 ; 83 ; 85

Rem. : Une récolte unique pour Andigny, le 6 octobre 2019 (sortie SMNF) parcelle 66. Il a été trouvé sur le rebord d'une profonde ornière transformée par les pluies en mare. Son trophisme lignicole fait penser qu'il devait pousser sur des débris ligneux enterrés, hypothèse renforcée du fait des activités d'exploitation forestière qu'a connu cette parcelle. Morphologiquement, l'espèce évoque fortement *Coprinopsis atramentaria* (coprin noir d'encre) mais l'attention peut être attirée par le chapeau, brun bistre, plus gris vers la marge, avec un voile fibrilleux argenté (absent chez *C. atramentaria*). Le stipe est blanc pur.

Nouveau taxon pour le département de l'Aisne.

***Cortinarius bonii* Bidaud, P. Moëgne-Loccoz & Reumaux**, 2001, *Atlas des Cortinaires* 11, p. 571 [BASIONYME]

nom. nov. basé sur *Cortinarius decipiens* var. *graveolens* M. Bon, 1975, *Doc. Mycol.* 20, p. 15 [non *Cortinarius graveolens* (Velenovsky) Garnier, 1991].

Ill. : Bon (1975) *DM* 20, p. 15 ; Moëgne-Loccoz & Reumaux (1990) *l.c.* : pl. 29 (sch., icon. P. Moëgne-Loccoz) ; Bon (2002) *l.c.* : 25 (photo) ; Bidaud *et al.* (2001) *l.c.*, p. 556 (sch.), pl. 320 (icon. P. Moëgne-Loccoz) ;

Rép. : « Armainvilliers » (J. Poirier, 1987) ; 08^T (P. Reumaux, 1986) ; 22 ; 25 ; 59 ; 62 ; 73 (R. Fillion / A. Bidaud, 2001)

Écol. : feuillus : *Betula* et *Quercus* neutro-acidocline ; terrils de mine avec *Betula* sur schiste ; *Vaccinio-Piceion* en tourbière, avec des bouleaux, parmi les sphaignes ; *Betula* ;

Rem. : Unique récolte pour Andigny, le 27 octobre 2019, parcelle 41 (feuillus). D'une morphologie très proche de *Cortinarius decipiens*, il en diffère par son chapeau très sombre et son odeur mêlant radis et betterave. **Nouveau taxon pour le département de l'Aisne.**

***Cortinarius camphoratus* (Fr. : Fr.) Fr., 1838, *Epicrasis*, p. 280 (: Fr.) Fr.**

Ill. : Courtecuisse & Duhem (1994) *Guide des champignons de France et d'Europe*, n° 1107 (icon.) ; Bidaud *et al.* (2002) *I.c.*, p. 657, 664 (sch.), pl. 388 (icon. P. Moëgne-Loccoz) ; Eyssartier & Roux (2011) *Le guide des champignons. France et Europe*, p. 755 (photo) ;

Rép. : **01** ; **03** ; **07** ; **08** (R. Collot, 1997 ; P. Reumaux, sans date) ; **09** ; **14** ; **16** ; **22** ; **24** ; **25** ; **26** ; **27** ; **28** ; **29** ; **30** ; **35** ; **38** ; **39** (C. Guyot, 1993) ; **41** ; **42** ; **43** ; **50** ; **53** ; **57^{cf}** ; **58^{LR}** ; **59** (< 1981]) ; **61** ; **63** ; **64** ; **65** ; **66** ; **67** ; **68** ; **69** ; **70** ; **71^{LR}** ; **72** ; **73** ; **74** (P. Moëgne-Loccoz, 1990) ; **76** ; **77** ; **85** ; **86** ; **87** ; **88** ; **89** (A. & R. Bardet, sans année) ; **90**

Écol. : **EcM** Larix deciduas [litt.] ; conifères ; Picea argilo-gréseux ; Picea en tourbière acide ; Vaccinio-Piceion II ; bois subalpins méso- à hygros-ciaphiles ; Abies II ; Picea II ; Alnus ; Vaccinio-Abietetum ; pessière ; Picea en tourbière ; conifères ; Picea et Betula ;

Rem. : Cette espèce est très facile à reconnaître par ses caractéristiques de couleur (teintes violet pâle) et surtout d'odeur (gratin de chou-fleur ou de pomme de terre refroidi). Malgré cette facilité d'identification, on ne la trouve, dans la région des Hauts-de-France que dans les départements du Nord et de la Somme (Courtecuisse *et al.*, 2018, p. 90). Son absence dans le Pas-de-Calais est surprenante mais elle est en tous cas **nouvelle pour le département de l'Aisne** (deux récoltes, uniquement dans la parcelle 58 (épiceas) : 4/11/2018 et 13/10/19).



Figure 307. *Cortinarius camphoratus*, parcelle 58 le 14 octobre. Photo : G. Polesel

***Cortinarius castaneoduracinus* Chevassut & R. Henry, 1982, *Doc. Mycol.* 47, p. 64**

Ill. : Chevassut & Henry (1982) DM 47, p. 64

Rép. :

Rem. : Une seule récolte pour Andigny, le 19 septembre 2015, parcelle 17, qui a été vérifiée, également au microscope... Ce taxon est **nouveau pour la région des Hauts-de-France**.

***Cortinarius humolens* Brandrud, in Brandrud, Lindström, Marklund, Melot & Muskos, 1998, *Cortinarius Flora Photographica* 4, p. 20 [Type : Italie]**

Ill. : Bidaud *et al.* (2004) *I.c.*, p. 932 (sch.), pl. 511 (icon. P. Moëgne-Loccoz) ; Eyssartier & Roux (2011) *Le guide des champignons. France et Europe*, p. 751 (photo) ;

Rép. : **01** (A. Bidaud, 1990, 1997) ; **13** (D. Borgarino, 1996) ; **91** (R. Chalange, 2003)

Écol. : sous *Quercus* et *Fagus*, dans les régions chaudes, sur sol calcaire ; chênes verts et chênes pubescents, sur sol calcaire ; dans une sapinière, sur sol calcaire ; dans une hêtraie-sapinière, sur sol calcaire ;

Rem. : une seule récolte pour Andigny, au cours de la sortie SMNF du 6 octobre 2019, parcelle 17 probablement (dont le sous-sol est crayeux). Trouvé et déterminé par M. Christophe Lécuru.

Cortinarius sp. , dans le gr. *infractus* (probablement une espèce nouvelle).

Une récolte du 9 octobre 2019, lors de la sortie SMNF, est tout à fait remarquable. Elle appartient clairement aux *Infracti* par ses lames sombres, ici presque noires, et sa saveur amère. Elle se rapproche de *C. infractus*, mais s'en distingue par son port trapu, son pied clavé à la base et très creux (à la coupe), son cerne d'imbibition vers la marge piléique (caractère pas rare chez *C. infractus* mais ici très évident et spectaculaire) et son odeur forte de cacao. Au sein des *Infracti* décrits dans les *Pars*, aucune espèce ne correspond à cet aspect spectaculaire et nous n'avons pu en trouver mention dans aucune des références consultées. Par ailleurs, il est noté dans la littérature récente (dans les *Pars*, en particulier) que des recherches moléculaires doivent être entreprises dans ce groupe (comme dans de nombreux groupes du genre *Cortinarius*) pour y voir plus clair dans la diversité spécifique effective. Il est très probable que ce taxon (que Monsieur C. Lécuru pense avoir également eu entre les mains, sur des spécimens du Parc de l'Abbaye à Liessies – récoltes venant d'une sortie SMNF en ce même automne 2019, quelques jours plus tôt) représente une espèce à décrire.



Figure 308. *Cortinarius sp.*, parcelle 17, le 6 octobre 2019. Photo : S. Polesel-Righetti.

***Cortinarius pseudodiabolicus* (Moser) Moser**, in H. Gams, 1967, *Kl. Kryptogmenfl.* IIb/2, Ed. 3, p. 291

≡ *Phlegmacium pseudodiabolicum* Moser, in H. Gams, 1955, *Kl. Kryptogamenfl.* IIb/2, Ed. 2, p. 206 [*inval.*] ex Moser, 1960, *Pilze Mitteleuropas (Die Gattung Phlegmacium)* 4, p. 361 [*nom. nov.* basé sur *Cortinarius compar* ss. Velenovsky 1921]

III. : Moser, 1960 (planche vérifiée)

Rép. : 07 ; 49 ; 52 ; 54

Écol. : Quercus calcaire ;

Rem. : Une seule et unique récolte de plusieurs spécimens, le 13 octobre 2019, parcelle 58 (épicéas). Détermination initiale avec la clé de Tartarat, puis confirmation par M. le professeur Courtecuisse avec les ouvrages de Moser lui-même. Très curieusement, cette espèce a été à l'origine décrite par Moser à partir de récoltes françaises, mais hormis l'ouvrage de Tartarat, ni les *Pars* de l'Atlas des Cortinaires, ni les volumes de la Flora Photographia n'en font mention. Ce serait donc une redécouverte pour la France ! Une espèce absolument remarquable, aux caractéristiques singulières : chapeau visqueux

dans les tons de miel et d'ocre, plus fauve en son centre et plus brun (légèrement fibrilleux) vers la marge. Lames initialement violacées (plutôt lavande), qui gardent une tonalité grisâtre malgré la sporée rouille. Notons également cette coloration violacée dans la plus haute partie du stipe, et brunâtre dans la partie base (parfois renflée).



Figure 309. *Cortinarius pseudodiabolicus*, parcelle 58, le 14 octobre 2019. Photos : G. Polese

***Cortinarius striatuloides* R. Henry ex R. Henry, 1985, *Bull. Soc. mycol. Fr.* 101(1), p. 11**

≡ *Cortinarius sriatuloides* R. Henry, 1968('1967'), *Bull. Soc. mycol. Fr.* 83(4), p. 999 [*inval.*]

III. : Bidaud *et al.* (2003) *I.c.*, p. 777, 860 (sch.), pl. 469 (icon. P. Moëgne-Loccoz) ;

Rép. : 01 ; 07 ; 38 ; 42^{cf} ; 43 ; 49* ; 57 ; 58 ; 62 (< 1979)] ; 71 ; 74 (P. Moëgne-Loccoz, 1990)

Rem. : Une seule récolte pour Andigny le 6 octobre 2019 (sortie SMNF), parcelle 23 (au voisinage d'un petit groupe d'épicéas plantés en bord de route), récolté et déterminé par M. Christophe Lécuru.

***Crepidotus cesatii* var. *subsphaerosporus* (J.E. Lange) Senn-Irlet, 1995, *Persoonia* 16(1), p. 53**

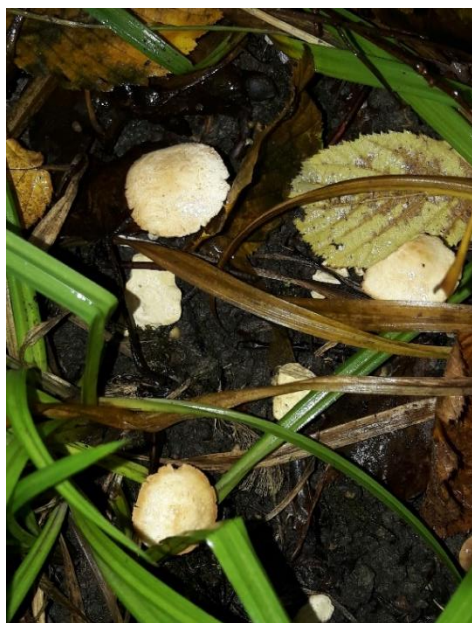
≡ *Crepidotus subsphaerosporus* (J.E. Lange) Kühner & Romagnesi, 1953, *Flore analytique des champignons supérieurs*, p. 76 [*inval.*] ex Hesler & A.H. Smith, 1965, *North-American species of Crepidotus*, p. 121 (aussi M. Bon & Courtecuisse, 1987, *Doc. Mycol.* 69, p. 38 [*superlf.*])

III. : P. Roux (1997) *FMDS* 145, p. 43, 44 (photo) ; Roux (2006) *Mille et un champignons*, p. 744 (photo) ;

Rép. : 01 ; 09 ; 12 ; 25 ; 26 ; 27 ; 33 ; 34 ; 39 ; 43 ; 45 ; 48 ; 63 ; 64 ; 65 ; 67 (PRO, **xxxx**) ; 68 ; 73 ; 74 (V. Dumas / P. Roux, 1997) ; 76 (1968) ; 77 ; 85 ; 88 (SMF, 2003)

Rem. : de nombreuses récoltes ont été effectuées à Andigny, qui ont toutes été passées au microscope, en utilisant la clé de Mme Senn-Irlet. Morphologiquement identique à *Crepidotus cesatii*, la seule différence réside dans la forme et la taille des spores. Ce taxon n'est pas spécialement rare mais il est remarquable qu'il s'agisse ici du crépidote de loin le plus fréquent à Andigny. Sur certaines parcelles, il s'agit même du seul représentant présent pour le genre. Cette situation est assez inhabituelle pour être signalée (généralement, on trouve plus fréquemment *C. cesatii*, parfois en mélange avec *C. variabilis* – bien que l'écologie fine de ces deux espèces, les plus fréquentes du genre d'une manière générale, soit quelque peu différente).

***Cystolepiota hetieri* (Boudier) Singer, 1973, *Beih. Sydowia* 7, p. 67**



= *Lepiota rufescens* (Berk. & Br.) J.E. Lange, 1935, *Fl. Agar. Dan.* 1, p. 36 [*illeg.*, non Morgan, 1906]

III. : Jossierand (1974) *SMF* 90(3) : 232, 233 (sch.) ; Bon (1976) *SMF* 92(3) : 320 (sch.) ; Courtecuisse & Duhem (1994) *Guide des champignons de France et d'Europe*, n° 664 (icon.) ;

Rép. : 09 ; 20 ; 22 ; 24 ; 25 ; 27 ; 31 ; 33 ; 38 ; 39* ; 40 ; 50 ; 56 ; 57 ; 59 ; 62 ; 65 ; 67 ; 68 ; 69 ; 72 (M.-T. Leclanche, 2004) ; 74 ; 76 ; 77 ; 78 ; 81 ; 86 ; 91

Écol. : Corylus ; Crataegus ; Robinia sur sol argileux (RR sur sable) ; taillis, haies ; chênaie-charmaie rudéralisée sur sol argilo-calcaire ; Robinia ; parmi les feuilles pourries, dans un lieu obscur ; *Alno-Fraxinion* ; ourlet nitrophile en terrain sablo-calcaire ;

Figure 310. *Cystolepiota hetieri*, parcelle 41, le 27 oct. 2019. Photo : G. Polesel.

Rem. : Bien que cette espèce ait été trouvée deux fois, cela a toujours été au même endroit, parcelle 41, sur les pentes d'une ancienne carrière de craie, entre trois touffes de *Carex*. Notons que le sporophore prend une teinte roussâtre à la manipulation ou avec l'âge.

Cette espèce relativement rare nous a incités à rechercher, lors d'une sortie ultérieure sur le même site, d'autres lépiotes, tant le caractère « station à lépiotes » - taillis argilo-calcaire, nitrophile ou un peu rudéralisé – semblait flagrant. Lors de cette tentative, deux espèces complémentaires de « petites » lépiotes ont été effectivement découvertes, mais la date tardive de cette récolte ne nous a pas laissé le temps d'en faire la détermination. Malgré cette lacune, que nous corrigerons ultérieurement, l'intérêt de ce secteur restreint, au sein de la parcelle 41, est particulièrement grand. Il s'apparente à la thématique du projet COFREFOR (acronyme pour « Communautés fongiques remarquables en forêt »), envisagé en tant que collaboration entre la SMF (Société mycologique de France) et l'ONF, à l'initiative de R. Courtecuisse et de P.-A. Moreau. Si ce programme n'est pas finalisé dans sa phase opérationnelle pour le moment, on peut penser que cette station pourrait s'ajouter à la liste des secteurs forestiers remarquables, identifiés par ailleurs dans les Hauts-de-France. Nous nous efforcerons de poursuivre les investigations sur cette parcelle par la suite, afin de conforter cette hypothèse et ajouter cet « îlot » intéressant à l'échantillonnage en cours de préparation.

***Deconica modesta* (Peck) Morgan, 1907, *J. Mycol.* 13(4), p. 146**

= *Deconica rhombispora* (Britzelmayr) Singer, 1951('1949'), *Lilloa* 22, p. 509 ≡ *Geophila rhombispora* (Britzelmayr) Kühner & Romagnesi, 1953, *Flore analytique des champignons supérieurs*, p. 338 [*inval.*]

= *Psilocybe phyllogena* (Peck → Saccardo) Peck, 1912, *Bull. N.Y. St. Mus. Nat. Sci.* 157, p. 99

III. : Courtecuisse & Duhem (1994) *Guide des champignons de France et d'Europe*, n° 1284 (icon.) ;

Rép. : 06 ; 07 ; 16 (Soc. mycol., 2005) ; 25 ; 43 ; 45 ; 57 ; 62 (R. Courtecuisse, 1982 ; A. Flahaut, 2000) ; 65 ; 68 ; 76 ; 77 ; 91 (2004)

Écol. : *Picea abies* ; sciure ; feuilles de *Fagus* :

Rem. : une seule récolte pour Andigny, le 6 octobre 2019, parcelle 66 (sortie SMNF), trouvée parmi des débris ligneux (de conifères probablement). Lames triangulaires, initialement brun pâle puis un peu violacées. Chapeau à pellicule gélatinisée séparable, également brun.

***Echinoderma echinaceum* (J.E. Lange) M. Bon, 1991, *Doc. Mycol.* 82, p. 63**

III. : Courtecuisse & Duhem (1994) *Guide des champignons de France et d'Europe*, n° 657 (icon.) ; Bizzi (2000) *Micologia* 2000, p. 101 (photo), 102 (sch.) ; Eyssartier & Roux (2011) *Le guide des champignons. France et Europe*, p. 343 (photo) ;

Rép. : 01 ; 08 (M. Langlois, 1999) ; 09 ; 14 ; 15 (P. Roux, 2003) ; 22 ; 24 ; 25 ; 31 (< 1982]) ; 33 ; 38 ; 44 ; 45 ; 49 ; 51 ; 56 ; 59 ; 60 ; 62 ; 65 ; 68 ; 69 ; 72 (M.-T. Leclanche, 2005) ; 73 ; 74 ; 77 ; 79 ; 83 (P.-A. Moreau, 1999) ; 85 ; 86 ; 90 ; 91

Écol. : *Cedrus* ; parc ; chênaie-charmaie + *Picea* ; charmaie-châtaigneraie sur calcaire décalcifié ; chênaie-charmaie rudéralisée sur sol argilo-calcaire ; *Cupressus macrocarpa* ; *Mimosa* ; lisière sous taillis rudéralisés sur sable calcaire ;

Rem. : deux récoltes pour Andigny, le 28 Septembre 2017, parcelle 7 et le 12 Octobre 2017, parcelle 41. Notons que ces deux parcelles sont éloignées l'une de l'autre, respectivement au nord et au sud de la forêt, ce qui peut suggérer que cette espèce est relativement répandue dans la forêt. Les lames blanches contrastent avec le chapeau brun foncé (parfois à reflets vineux) de même qu'avec le stipe à armille concolore. Un contraste saisissant. Odeur semblable à *Lepiota cristata*. Cette espèce a toutefois besoin de conditions édaphiques particulières, comme la plupart des lépiotes. L'une des récoltes

provient d'ailleurs du même lieu que *Cystolepiota hetieri* (voir commentaire sous cette espèce).

***Entoloma turbidum* (Fr. : Fr.) Quélet**, 1872, *Mém. Soc. ém. Montbéliard* II, 5, p. 119 [!] ('*turbidus*') [(: Fr.) Quélet]

Ill. : Courtecuisse & Duhem (1994) *Guide des champignons de France et d'Europe*, n° 915 (icon.) ; Eyssartier & coll. (1999) SMF 115(2), p. 166 (icon. G. Tassi) ; Roux (2006) *Mille et un champignons*, p. 649 (photo) ; Eyssartier & Roux (2011) *Le guide des champignons. France et Europe*, p. 645 (photo) ;

Rép. : **01 ; 07 ; 09 ; 14 ; 22 ; 24 ; 25 ; 27 ; 30 ; 33 ; 38 ; 39 ; 40 ; 41 ; 42 ; 43 ; 45 ; 49 ; 50 ; 56 ; 57 ; 58^{LR} ; 59** (C. Lécureu, 2002) ; **60 ; 61 ; 62** (A. Flahaut, 1997, 1998) ; **63 ; 66** (< 1969]) ; **67 ; 68 ; 71^{LR} ; 73 ; 74 ; 76 ; 77 ; 78 ; 81 ; 85 ; 91**

Écol. : Fagus / Picea ; Betula ; Picea abies + feuillus ; Salix capraea humide ; Polytrichum formosum sous Quercus siliceux ; Quercus, Carpinus, Castanea argilo-siliceux ; bois hygrophile avec transgressives des mégaphorbiaies à Adenostyles ; Vaccinio-Piceion III ; Abies alba + sphaignes ; Picea abies ; Alnus glutinosa ; mousse ;

Rem. : une seule récolte d'un unique spécimen, sous bouleau en bordure de la pessière de la parcelle 51, le 22 novembre 2017. C'est une espèce très rare, en particulier dans les Hauts-de-France. Ses affinités seraient plutôt continentales, même s'il en existe quelques récoltes dans le Boulonnais (Pas-de-Calais). Ses stations, à la fois hygrophiles et acidophiles, la cantonnent également dans des environnements particuliers, le plus souvent avec *Betula* ou avec conifères, conditions plus souvent réunies dans des secteurs collinéens ou de basse montagne. Elle participe sans doute, avec *Hydropus subalpinus* et *Phaeocollybia arduennensis* (par exemple), à la composante continentale submontagnarde de la fonge d'Andigny (voir commentaires sous ces deux espèces).

***Flammulaster carpophilus* (Fr.) Earle**, 1909, *Bull. N. Y. Bot. Gdn.* 5, p.

BASIONYME : *Agaricus carpophilus* Fr., 1815, *Obs. Mycol.* 1, p. 45 [!] ≡ *Naucoria carpophila* (Fr.) Quélet, 1872, *Mém. Soc. ém. Montbéliard* II, 5, p. 134 [!] ('*carpophilus*') ≡ *Galera carpophila* (Fr.) Quélet, 1888, *Fl. mycol. Fr.* 81 [!] ≡ *Tubaria carpophila* (Fr.) Kühner 1935, *Encycl. Mycol.* 7, p. 32 ≡ *Phaeomarasmius carpophilus* (Fr.) Singer, 1948, *Sydowia* 2, p. 37 [nouvelle combinaison in 1951 ('1949'), *Lilloa* 22, p. 577, **superfl.**] ≡ *Flocculina carpophila* (Fr.) P.D. Orton, 1960, *Trans. Brit. Mycol. Soc.* 43(2), p. 168

Ill. : Courtecuisse & Duhem (1994) *Guide des champignons de France et d'Europe*, n° 1231 (icon.) ;

Rép. : (SMF, 2003) ; **03 ; 08 ; 09 ; 10 ; 12 ; 14 ; 21 ; 24 ; 25** (J. Bergeon / J.-M. Cugnot, 2004) ; **26 ; 27 ; 29 ; 31 ; 36 ; 38 ; 42* ; 44 ; 45 ; 48 ; 49 ; 50 ; 53 ; 54 ; 56 ; 57 ; 59 ; 62 ; 63 ; 64 ; 65 ; 68 ; 71 ; 72 ; 73 ; 74 ; 76 ; 77 ; 78 ; 80 ; 85 ; 88 ; 91**

Écol. : Fagus (F) ; Acer campestre (Fr) ; Populus ; Quercus II ; chaume de Molinia caerulea ; Phyllitido-Tilietum platyphylli ; Fago-Quercetum atlantique frais ; Fagus ; feuilles et faînes de *Fagus* ;

Rem. : petite espèce relativement peu fréquente en région, relevant du groupe assez difficile des anciens « *Naucoria* ». Le revêtement granuleux caractérise le genre et *F. carpophilus* est préférentiel des faînes de hêtres et présente une odeur pélargoniée assez marquée, malgré l'exiguïté des sporophores.

***Galerina autumnalis* (Peck) A.H. Smith & Singer**, 1964, *A Monograph of the genus Galerina Earle*, p. 246

BASIONYME : *Agaricus autumnalis* Peck, 1872, *Ann. Rept. N. Y. St. Mus. Nat. Sci.* 23, p. 92 ≡ *Pholiota autumnalis* (Peck) Peck, 1907, *Bull. N.Y. St. Mus.* 122, p. 156

Ill. : M. Bon (1990) DM 78, p. 51

Rép. : **02** ; **03** ; **05** ; **08** (M. Langlois, 1999 ; J. de Sloover, 2001) ; **09** ; **12** ; **14** ; **16** ; **18** ; **21** ; **22** ; **24** ; **25** ; **27** ; **30** ; **33** ; **38** ; **39** ; **41** ; **43** ; **44** ; **45** ; **47** ; **49** ; **51** ; **52** ; **53** ; **57** ; **58** ; **59** ; **60** ; **61** ; **62** ; **65** ; **67** ; **68** ; **71** ; **72** ; **73** ; **74** ; **76** ; **77** ; **78** ; **80** ; **85** ; **86** ; **88** ; **90** ; **91**

Écol. : lisière calc. ; F ; Fagus ; Melico-Fagetum à faciès de chênaie-charmaie sur oligomull ; Equiseto-Abietetum à faciès de pessière ; feuillu ; Abies :

Rem. : la distinction entre cette espèce et le classique *G. marginata* n'est pas évidente. Elle est basée sur le piléipellis lubrifié (*G. marginata* a un revêtement sec) mais ce caractère est difficile à évaluer sur le terrain ; il est en principe plus objectif sous le microscope. Certains auteurs considèrent les deux taxons comme synonymes. Leur toxicité (syndrome phalloïdien) est identique. Plusieurs récoltes sont à signaler en forêt d'Andigny : en 2017 et 2018 (3 récoltes).

***Gloeophyllum saepiarium* (Wulfen : Fr.) P. Karsten, 1882, Bidr. Känn. Finl. Nat. Folk 37, p. 79**

BASIONYME : *Agaricus saepiarius* Wulfen, in Jacquin, 1786, *Misc. Austr.* 1, p. 347 : Fr. [vérifier l'orthographe originale] [Type : Allemagne] ≡ *Daedalea saepiaria* (Wulfen : Fr.) Fr., 1821, *Syst. Mycol.* 1, p. 333 [!] ('sepiaria') ≡ *Lenzites saepiarius* (Wulfen : Fr.) Fr., 1838, *Epicrisis*, p. 407

III. :

Rép. : **01** ; **03** ; **04** ; **05** ; **07** ; **08** ; **09** ; **10** ; **11** ; **12** ; **13** ; **14** ; **15** ; **16** ; **19** ; **20** ; **21** ; **22** ; **24** ; **25** ; **26** ; **27** ; **29** ; **30** ; **31** ; **33** ; **34** ; **35** ; **37** ; **38** ; **39** ; **40** ; **42** ; **43** ; **45**^{LR2} ; **46** (1979) ; **48** ; **49** ; **50** ; **51** ; **52*** ; **54** ; **55** ; **56** ; **57** ; **59** ; **61** ; **62** ; **63** ; **64** ; **65** ; **66** ; **67** ; **68** ; **69** ; **70** ; **71** ; **72** ; **73** ; **74** ; **76** ; **77** ; **78** ; **80** ; **81** ; **83** ; **84** ; **85** ; **88** ; **90** ; **91**

Écol. : [LITT. : Pinus, Abies, Cedrus, sur bois travaillé et rare en forêt (Bourdot & Galzin)] ; Picea VI ; bois travaillé ; Pinus II ; planches, barrière ; Picea VI ; conifères ; Abies alba IV (tronc couché) ; Picea abies ; Pinus nigra, P. silvestris II ; Vaccinio-Piceion sur Picea (tronc couché sec) ; Pseudotsuga blessé ; Picea ; Pinus ; Abies ; *Pinus halepensis* ;

Rem. : espèce venant sur conifères, rarement sur feuillus, généralement sur bois ouvré et rare dans la nature, surtout en région planitiaire. C'est une autre espèce intéressante pour témoigner des affinités continentales, voire collinéennes à submontagnardes de la forêt d'Andigny. Elle a été récoltée et déterminée par Monsieur C. Lécuru sur la parcelle 66, lors de la sortie SMNF du 6 octobre 2019.

***Hebeloma eburneum* Malençon, in Malençon & Bertault, 1970, Flore des champignons supérieurs du Maroc 1, p. 445 [Type : Maroc] [BASIONYME]**

≡ *Hebelomatis eburneum* (Malençon) Locquin, 1979('1977'), *Flore mycologique* 3 (Cortinariales-A), p. 146 [*inval.*])

= *Hebeloma ochroalbidum* Bohus, 1972, *Ann. hist.-nat. mus. natl Hung.* 64, p. 71 [Type : Hongrie] [BASIONYME]

III. : Bon & Chevassut (1974) DM 15, p. 9 ; Bon (1980) SMF 96(2) : 159 ; Bidaud (1990) FMDS 117 : 31, 32 (photo) ; Courtecuisse & Duhem (1994) *Guide des champignons de France et d'Europe*, n° 995 (icon.) ; Courtecuisse & Duhem (1994) *Guide des champignons de France et d'Europe*, n° 996 (icon.) ; Roux (2006) *Mille et un champignons*, p. 797 (photo) ; Eyssartier & Roux (2011) *Le guide des champignons. France et Europe*, p. 859 (photo) ;

Rép. : **01** ; **02** (G. Polesel & RC, 2017) ; **12** ; **13** ; **2424** ; **26** ; **27** (P. Mouillé & J. Mary, < 1968]) ; **29** ; **3131** ; **34** ; **37** ; **38** ; **40** ; **42** ; **49**^{LR4} ; **49** (A. Molière / J. Mornand, 1998) ; **57** ; **58** ; **5959** (<1971]) ; **61** (JMIB, 2001) ; **62** ; **66** ; **67** (P. Laurent) **67** ; **68** ; **6969** ; **72** ; **7373** ; **76** (B. Boullard, < 1964) ; retrouvé récemment : J.-C. Malaval, 2000) ; **77** ; **80** (M. Bon, 1973 – s.n. *H. nudipes* f. puis Defacque / M. Bon, confirm. Bohus, 1979) ; **84** (J. Astier / P. Roux, 1991) ; **84** ; **85**^{LR4} ; **85** ; **90**

Écol. : sans doute *Cedrus strict* ; *Cedrus* + *F* ; *Fagus* ; *Cedrus* ; *Cedrus atlantica* ; *Pinus* ; *Quercus pubescens* (?) ; *Cedrus* II ; *Populus tremula* ; *Salix capraea*, *Populus nigra* ; taillis herbeux ; *Betula verrucosa* ; *Salix* + *Populus* ; *Betula* ; parcs urbains ; *Alno-Fraxinion* ; *Quercus pubescens* ; *Tilia* ; *Populus* ;

Rem. : la synonymie est issue de la récente monographie de H. Beker (2016) et elle introduit, comme tous les remaniements proposés dans cet ouvrage (bien que leur bien-fondé soit indiscutable), un certain nombre de difficultés, en particulier pour interpréter les données d'archives ou les déterminations effectuées antérieurement. Le spectre écologique de l'espèce, habituellement déterminée *H. ochroalbidum* dans la région et donc populicole en est élargi aux conifères des régions plus chaudes. Quoiqu'il en soit, ce taxon a été récolté en 1997 et il représentait un taxon **nouveau pour l'Aisne** (cité in Courtecuisse et al., 2018) (02/11/2017, p95)

***Hebeloma fragilipes Romagnesi*, 1965, *Bull. Soc. mycol. Fr.* 81(3), p. 339 [BASIONYME]**

Ill. : Eyssartier & Roux (2011) *Le guide des champignons. France et Europe*, p. 859 (photo) ;

Rép. : 02 ; 18 ; 22 ; 31 ; 38 ; 49^{LR4} ; 59 ; 60 ; 62 ; 68 (SMHR / P. Hertzog) ; 72 (J.-C. Bonnin, 2003) ; 80 ; 85 (R. Pacaud, 2002)

Écol. : *Betula* ; lisière de *Quercus*, *Prunus spinosa*, *Cornus* ; Melico-Fagetum à faciès de chênaie-charmaie sur oligomull ; chênaie-charmaie ;

Rem. : cette espèce a été peu déterminée dans la région des Hauts-de-France, bien qu'on en connaisse des stations dans les 5 départements régionaux (Courtecuisse et al., 2018). Elle est en fait assez répandue si on se base sur la définition taxonomique qui en a été précisée récemment par H. Beker (2016) et sa distribution devra être précisée à l'avenir. Pour l'Aisne, la plupart des récoltes signalées proviennent de la forêt d'Andigny. Outre nos propres récoltes [le 12/10/2017, parcelle 41 et le 19/10/2019, parcelle 95 (feuillus mêlés dans les deux cas)], une mention figure dans la base HDF (site Internet de la SMNF) issue d'une sortie associative le 29.09.2013.

***Hebeloma helodes J. Favre*, 1948, *Beitr. Kryptogamenfl. Schweiz* 10(3), p. 214 [BASIONYME]**

Ill. :

Rép. : 02 ; 07 ; 09 ; 22 ; 25 ; 38 ; 43 ; 45 ; 58 ; 59 (R. Courtecuisse, 1999) ; 61 ; 62 ; 66* (G. Lafuente – douteux : voir écologie) ; 71 ; 73

Écol. : pinède d'altitude (66*) ; marais à sphaignes, avec *Betula* et *Pinus* ;

Rem. : espèce assez rare, venant normalement en situation très hygrophile (son nom français est « hébélome des marais »). Elle était connue pour l'Aisne du marais d'Isle (Saint-Quentin) et nous ajoutons une récolte pour Andigny, le 30/10/2016, parcelle 41 (feuillus). De stature élancée, le chapeau est très pâle, blanchâtre à chamois clair, unicolore. Le stipe blanc est floconneux, non muni de cortine. Les lames à arêtes givrées sont constellées de pleurs opalescents. Saveur douce.

***Hebeloma leucosarx P.D. Orton*, 1960, *Trans. Brit. Mycol. Soc.* 43(2), p. 244 [BASIONYME]**

Ill. : Courtecuisse & Duhem (1994) *Guide des champignons de France et d'Europe*, n° 997 (icon.) ;

Rép. : 01 (A. Bidaud, 2001) ; 04 ; 07 ; 08 ; 09 ; 10 ; 11 ; 14 ; 16 ; 17 ; 18 ; 22 ; 24 ; 25 ; 27 ; 29 ; 35 ; 36 ; 38 ; 39 (P. Roux, 1989) ; 43 ; 44 ; 45 ; 49^{LR5} ; 50 ; 51 ; 52 ; 56 ; 58 ; 59 ; 60 ; 61 ; 62 ; 63 ; 64 ; 66* ; 67 ; 68 ; 69 ; 70 ; 71 ; 72 ; 73 ; 74 ; 76 ; 77 ; 78 ; 79 ; 80 ; 85 ; 86 ; 88 ; 90 ; 91

Écol. : *Salix* ; *Salicion arenariae* ; *Acrocladio-Salicetum* ; feuillus frais ; *Betula pendula* ; *Picea* ;

Rem. : Une seule récolte pour Andigny, le 6/10/2019, parcelle 17 (sortie SMNF), par M. Bernard Henne. Trouvé sous feuillus, après de fortes pluies (d'où un milieu vraisemblablement humide). Silhouette élancée à assez robuste. Chapeau unicolore ou à centre plus cannelle rosâtre. Stipe blanc à base renflée, pruino-floconneux. Lames à arêtes un peu érodées et pleurs discrets. Chair blanche et saveur raphanoïde.

Hebeloma lutense Romagnesi, 1965, Bull. Soc. mycol. Fr. 81(3), p. 342 [BASIONYME]

Ill. : Courtecuisse, Priou & Boisselet (1986) DM 62 : 12 (sch.) ; Courtecuisse & Duhem (1994) *Guide des champignons de France et d'Europe*, n° 998 (icon.) ;

Rép. : **29** ; **38** ; **49** ; **51** ; **52** ; **56** ; **59** (C. Lécureu, 1998) ; **62** (A. Flahaut, 1997) ; **68** ; **72** ; **85**

Écol. : Salix, bord d'étang ; panne de dune à Salix et Juncus subnodulosus ;

Rem. : Une seule récolte le 26 septembre 2015, parcelle 23. Prospère sous Salix (confirmé par Beker, 2016). **Nouveau pour le département de l'Aisne.**

Hebeloma vaccinum Romagnesi, 1965, Bull. Soc. mycol. Fr. 82, p. 333 [BASIONYME]

Ill. : Fillion (1993) FMDS 128 : 12 (photo) ; Courtecuisse & Duhem (1994) *Guide des champignons de France et d'Europe*, n° 1003 (icon.) ; Eyssartier & Roux (2011) *Le guide des champignons. France et Europe*, p. 857 (photo) ;

Rép. : **01** ; **14** ; **26** ; **29** ; **36** ; **38** ; **45** ; **49**^{LR2} ; **59** ; **62** ; **68** ; **72**^{LR3} ; **73** ; **76** (M. Bon, 1968) ; **77** ; **80** ; **83** ; **85**^{LR2}

Écol. : Populus humide ; Quercus ; Pinus halepensis + Cistus ; glarier sous Salix, Populus ; pelouses sableuses sous Salix et Populus ;

Rem. : une seule récolte le 30 octobre 2016, parcelle 41. Sous *Salix* et *Populus* (cette dernière essence bien plus probable dans cette station pour Andigny). Espèce moyenne, au chapeau brun assez foncé, parfois avec un cerne pâle à la marge qui est souvent un peu cannelée. Stipe prumineux à floconneux en haut. Lames à arêtes givrées à pleurs assez visibles. Chair raphanoïde amarescente. **Nouveau pour le département de l'Aisne.**

Hebeloma velutipes Bruchet, 1970, Bull. Soc. linn. Lyon 39(6 – Suppl.), p. 127 [BASIONYME]

= **Hebeloma stenocystis J. Favre ex Quadraccia, 1989(,1988'), Mycol. Helvet. 3(2), p. 197**

= **Hebeloma tenuifolium Romagnesi, 1985, Doc. Mycol. 59, p. 53** [BASIONYME]

= **Hebeloma angustifolium Romagnesi, 1983, Sydowia 36, p. 258** [illeg., non Britzelmayr]

Ill. : M. Bon (1993) FAMM 4 : 7 (photo P. Neville), 10 ;

Rép. : **02** (RC & CL, 2008 ; G. Polesel & RC, 2017) ; **22** ; **39** ; **43** ; **44** ; **45** ; **46** ; **49**^{LR4} ; **49** (M. Galand / M. Bon [1996] s.n. *tenuifolium* ; J. Mornand, 2002) ; ; **59** (F. Nonclercq / R. Courtecuisse, 1999 ; etc.) ; **60** ; **6262** (M. Bon, 2001) ; **65** ; **67** ; **6868** (J.-J. Grunenberger) ; **74** (R. Courtecuisse, 1994) ; **77** ; **80** ; **83** ; **84** ; **85**^{LR5} ; **85**^{LR5}

Écol. : sur calcaire, sous Pinus halepensis, Quercus ilex et Q. coccifera ; **conifères subalpins** : Pinus mugho ou P. cembra, souvent avec Vaccinium ; terre moussue, Quercus + Pinus ;

Rem. : la synonymie proposée par Beker (2016) augmente la distribution nationale de ce taxon qui semble toutefois assez rare ou peu déterminé. D'après notre expérience récente en région, elle pourrait être plus répandue, voire beaucoup plus répandue qu'on ne le pense et des récoltes complémentaires s'imposent dans ce genre très difficile, ayant fait l'objet d'une révision majeure récente. Deux récoltes personnelles pour Andigny, le 28 septembre 2017, parcelle 7 et 8, toutes deux situées au nord de la forêt, uniquement

sous des feuillus. Espèce moyenne à chapeau pâle, unicolore. Pas de cortine. Stipe pruino-floconneux. Lames à arêtes givrées et pleurs assez bien visibles. Se distingue de *H. leucosarx* qui a le chapeau plus brun et le pied distinctement bulbeux.

***Hydropus subalpinus* (von Höhnel) Singer, 1962('1961'), *Sydowia* 15, p. 66**

III. : Lange (*Flora Agaricina Danica*), pl. 43-A (s.n. *Collybia pseudoradicata*) ; Kühner (1938) *I.c.*, p. 545 (sch.) ; Robich (1986) *Boll. Gr. micol. G. Bresadola* [Trento] 29(5-6), p. 189 (photo) ; Courtecuisse & Duhem (1994) *Guide des champignons de France et d'Europe*, n° 638 (icon.) ; Tassi (1994) *SMF* 110(2), Atlas pl. 284 (icon.) ; Hertzog (1999) *I.c.*, p. 7 (photo B. Crozes) ; Cavet (2000) *I.c.*, p. 22 (photo P.-A. Moreau) ; Antonini & Antonini (2000) *Micologia* 2000, p. 18 (photo D. Antonini) ; Cavet (2000) *FMDS* 157, p. 22 (photo P.-A. Moreau) ; Ludwig (2001) *Pilzcompendium* 1, pl. 50 (icon.) ; Galliot (2003) *I.c.*, p. 47-48 (sch.), 51 (photo) ; Cléménçon (2004) *Persoonia* 18(3), p. 317-340 (ontogénie)

Rép. : **02 ; 15 ; 25 ; 31 ; 38 ; 43 ; 48 ; 59 ; 60 ; 64 ; 65 ; 67 ; 68 ; 73 ; 74 ; 77 ; 78** (2004) ; **83** (S. Poumarat, 2004) ; **88**

Écol. : *Fagus* (branches) ; *Picea* avec quelques *Fagus* ; hêtraie et hêtraie-sapinière à dentaires ; branches enfouies de *Fagus* ; hêtraies humides riches neutrophiles ; *Alnus glutinosa* et *Salix* ; hêtraie-sapinière ; *Scillo-Fagenion*, principalement son aile calcicole (*Helleboro viridis-Fagetum*) [Pyrénées – G. Corriol] ; bois pourri de *Quercus ilex* ; brindille de *Fagus* ;

Rem. : taxon remarquable, d'affinité continentale, voire collinéenne à submontagnarde au regard de sa distribution nationale. Si l'espèce est connue du département de l'Aisne (récoltes C. Lécuru à Oigny-en-Valois en 2004 et 2005, réalisées lors d'une campagne RENECOFOR, citée in Courtecuisse *et al.*, 2018 ; une autre récolte plus récente, en août 2019, lors d'une sortie de la SMF à Fleury, leg. Yoko Kimura-Debaue ; det. M. Chiaffi), sa présence à Andigny est particulièrement intéressante. Nous en avons trouvé un spécimen unique le 24 septembre 2017, parcelle 8, sur un tronc abattu de hêtre. L'écologie est tout à fait conforme et il est exceptionnel de la trouver sur d'autres supports que cette essence. L'étude de la carte topographique a permis d'estimer l'altitude de récolte à 153 mètres. Toutefois du fait de l'étude historique et géologique, il est certain que la forêt d'Arrouaise, et par conséquent l'actuelle forêt d'Andigny (son reliquat) a gardé cet héritage « montagnard », ce qui expliquerait la présence d'espèces comme *H. subalpinus* ou bien *Phaeocollybia arduennensis*.



Figure 311. *Hydropus subalpinus*. Dessin : G. Polesel

***Hygrophoropsis pallida* (Cooke) Kreisel,**

BASIONYME : *Cantharellus aurantiacus* var. *pallidus* Cooke \equiv *Hygrophoropsis aurantiacus* var. *pallida* (Cooke) Heykoop & Esteve-Raventós, in Heykoop, 1995, *Bol. Soc. Micol. Madrid* 20, p. 163

III. :

Rép. : **01 ; 07 ; 09 ; 14 ; 19 ; 23 ; 25 ; 31 ; 32 ; 36 ; 40 ; 45 ; 50 ; 65 ; 68 ; 73 ; 79 ; 81 ; 86 ; 87 ; 88**

Écol. : tourbière ; *Picea* ; *Pinus* ; *Pinus silvestris* + *Quercus petraea* et autres feuillus (36) ;

Rem. : la taxonomie des variantes pâles du classique *Hygrophoropsis aurantiaca* (espèce particulièrement variable) n'est pas simple. Ce nom est proposé avec quelques réserves mais il semble que les récoltes concernées soient différentes de *H. aurantiaca* var. *lactea* (Fr. : Fr.) Corner (variante pâle, pratiquement blanche). Notons qu'il ne figure pas dans l'inventaire régional (Courtecuisse *et al.*, 2018) et sous réserve de confirmation de cette disposition taxonomique, qui demanderait probablement des études complémentaires, il pourrait s'agir d'un taxon nouveau pour les Hauts-de-France.

***Hygrophorus pustulatus* (Pers. : Fr.) Fr., 1838, *Epicrisis*, p. 325**

BASIONYME : *Agaricus pustulatus* Pers., 1801, *Syn. Meth. Fung.*, p. 354 [!] : Fr., 1821, *Syst. Mycol.* 1, p. 34 [!] ≡ *Limacium pustulatum* (Pers. : Fr.) Kummer, 1871, *Führ. Pilzk.*, p. 119

III. : Courtecuisse & Duhem (1994) *Guide des champignons de France et d'Europe*, n° 253 (icon.) ;

Rép. : **01 ; 02 ; 05 ; 08 ; 10 ; 21*** ; **25 ; 38 ; 39 ; 42 ; 43 ; 52 ; 58 ; 59** (< 1980)] ; **62** (B. Lefebvre & M. Bon, 1978) ; **63 ; 67 ; 68 ; 69 ; 70 ; 71 ; 73 ; 74 ; 77 ; 80 ; 88 ; 90 ; 91^{RR}**

Écol. : conifères de montagne ; chênaie-charmaie + Abies et Picea ; Picea VIII ; Equiseto-Abietetum à faciès de pessière sur mésomull ;

Rem. : notre récolte, effectuée en 2017 dans une plantation de *Picea* (parcelle 49), était **la première pour le département de l'Aisne**. Elle est signalée dans l'inventaire des Hauts-de-France (Courtecuisse *et al.*, 2018). L'espèce n'a hélas pas été revue depuis à cause de l'envahissement de la parcelle par les ronces... C'est un taxon particulièrement intéressant, de distribution plutôt continentale, à tendance collinéenne ou submontagnarde, comme en témoigne la liste des départements où il est présent (ci-dessus). Il s'ajoute à la liste des espèces ayant cette tendance (*Hydropus subalpinus*, *Phaeocollybia arduennensis* et autres). Son apparition est le plus souvent tardive en saison.



Figure 312. *Hygrophorus pustulatus*. Photo : R. Courtecuisse

***Hypholoma capnoides* (Fr. : Fr.) Kummer, 1871, *Führ. Pilzk.*, p. 72**

BASIONYME : *Agaricus capnoides* Fr., 1818, *Obs. Mycol.* 2, p. 27 [!] : Fr., 1821, *Syst. Mycol.* 1, p. 289 [!] ≡ *Naematoloma capnoides* (Fr. : Fr.) P. Karsten, 1879, *Bidr. Känn. Finl. Nat. Folk* 32, p. 495 ≡ *Geophila capnoides* (Fr. : Fr.) Quélet, 1886, *Enchir. Fung.*, p. 113 [!] ≡ *Dryophila fascicularis* var. *capnoides* (Fr. : Fr.) Quélet, 1888, *Fl. mycol. Fr.*, p. 154 [!] [(Fr.) Quélet] (sanctionné au rang spécifique) ≡ *Psilocybe capnoides* (Fr. : Fr.) Noordeloos, 1995, *Persoonia* 16(1), p. 128

Réf. : Quélet (1888) *Flore mycologique de France*, p. 154 – s.n. *Dryophila fascicularis* var. ; Corriol et al. (2004) *Bryophytes et champignons en Midi-Pyrénées*, p. 164 ;

Ill. : Courtecuisse & Duhem (1994) *Guide des champignons de France et d'Europe*, n° 1289 (icon.) ; Roux (2006) *Mille et un champignons*, p. 915 (photo) ; Eyssartier & Roux (2011) *Le guide des champignons. France et Europe*, p. 829 (photo) ;

Rép. : 01 ; 02 ; 03 ; 05 ; 06 ; 07 ; 08 ; 09 ; 10 ; 14[↓] ; 19 ; 20 ; 21 ; 22 ; 24 ; 25 ; 26 ; 27 ; 28 ; 29 ; 30 ; 31 ; 35 ; 37 ; 38 ; 39 ; 42 ; 43 ; 45 ; 48 ; 49 ; 50 ; 51 ; 52 ; 54 ; 57 ; 58 ; 59 ; 60 ; 61 ; 62 ; 63 ; 64 ; 65 ; 66 ; 67 ; 68 ; 70 ; 71 ; 72 ; 73 ; 74 ; 76 ; 77 ; 79 ; 80 ; 81 ; 84 ; 85^{LR4} ; 88 ; 89 ; 90

Écol. : conifères (souche) ; conifères de reforestation et de substitution ; conifères ; Picea (souche) II ; Melampyro sylvaticae-Piceetum ; Abies ; Homogyno alpinae-Piceetum ; Abies III ; Douglas (?) ; Picea acide VII ;

Rem. : plusieurs récoltes pour Andigny, dans des parcelles de conifères de la partie sud de la forêt d'Andigny (58, 62 et 66). Se distingue aisément du très commun *Hypholoma fasciculare* de par les lames grisâtres et donc dépourvues de cette coloration olive à maturité. Bien que relativement courant et très largement distribué, cet hypholome est infiniment plus rare dans la région que l'hypholome en touffe (*Hypholoma fasciculare*). Il n'est pas impossible que cette espèce puisse être considérée comme d'affinité plus continentale à collinéenne et ajouter à cette tendance de la forêt d'Andigny, mise en évidence par d'autres taxons de même affinité.

***Inocybe arenicola* (Heim) M. Bon, 1983('1982'), *Doc. Mycol.* 48, p. 44**

BASIONYME : *Inocybe fastigiata* f. *arenicola* R. Heim, 1931, *Encycl. Mycol.* 1, p. 178 ≡ *Inocybe fastigiata* ssp. *arenicola* (Heim) Losa-Quintana, 1969, *Bull. Soc. mycol. Fr.* 85, p. 245

Ill. : Bon (1970) *SMF* 86(1), p. 129 (sch.) ; Bon & Chevassut (1988) *l.c.*, p. 18 ; Bon (1990) *DM* 79 pl. 1-A (photo J. Vast) ; Courtecuisse & Duhem (1994) *Guide des champignons de France et d'Europe*, n° 1017 (icon.) ;

Rép. : 17 ; 22 ; 29 ; 34 ; 40 ; 44 ; 50 ; 56 ; 62 ; 66 ; 76 ; 80 ; 83 ; 85^{LR5}

Écol. : sable pur des dunes blanches mais souvent à proximité des fourrés d'argousiers et aussi près des pins ; *Ammophiletea* ;

Rem. : une seule récolte pour Andigny le 9 septembre 2018, parcelle 70, à même le sol d'une ornière, on pouvait toutefois noter la présence de sable (origine exogène à Andigny probable), consécutif au passage des engins d'exploitation forestière. Ce qui amène à suggérer deux choses : soit la détermination est fautive (probablement) et il s'agirait en fait d'un *Inocybe* du groupe de *fastigiata*, soit la modification des paramètres du milieu du fait d'une action anthropique a permis l'installation de ce taxon.

***Inocybe haemacta* (Berk. & Cooke) Saccardo, 1887, *Syll. Fung.* 5, p. 763 [!]**

Ill. : Alessio & Rebaudengo (1980) *Icon. Mycol.* 29, pl. 25 (icon. E. Rebaudengo) ; Bon (1988) *Champignons d'Europe occidentale*, p. 236 (icon.) ; Stangl (1989) *Hoppea* 46, p. 146 (icon.) ; Courtecuisse & Duhem (1994) *Guide des champignons de France et d'Europe*, n° 1029 (icon.) ;

Rép. : 08 (M. Langlois, 1990) ; 09 ; 14 ; 16 (Soc. mycol. 2004) ; 24 ; 25 ; 27 ; 33 ; 38* ; 39 ; 45 ; 50 ; 53^{LR3} ; 55 ; 57 ; 58 ; 59 ; 60 ; 62 ; 64 ; 65 ; 67 ; 68 ; 74 ; 76 ; 77 ; 78 ; 80 ; 86 ; 89 ; 95*

Écol. : [EcM] sous ou à proximité de *Corylus avellana*, dans les jardins, les parcs, les haies et lisières, les vallons humides, parfois sur terril boisé, dans d'anciennes carrières ou en pelouse tondu, sur sol calcaire ou sables calcarifères, parfois sur argile non calcaire ; sites anthropisés plus ou moins rudéralisés ou parfois sites naturels hygrophiles peu perturbés. Autre plante-compagne fréquente : *Carpinus betulus*. D'autres essences sont citées (*Populus*, *Acer*, *Alnus*) mais de manière secondaire.

Rem. : cette espèce semble exister sous deux « formes » (probablement sans réelle valeur taxinomique ?) : l'une inodore, l'autre à odeur forte d'écurie (fumier de cheval). La seconde semble plus fréquente. Il serait intéressant d'étudier cette différence d'un point de vue géographique et écologique. Une seule récolte pour Andigny le 6 octobre 2019 (sortie SMNF), parcelle 17. Trouvé par M. Christophe Lécuru. **Nouveau pour le département de l'Aisne**. Cette récolte présentait une odeur d'écurie plutôt faible, mais perceptible (temps particulièrement froid et humide).

***Inocybe fuscidula* Velenovsky**, 1920, *Česke Houby*, 2, p. 378 [BASIONYME]

= *Inocybe hypophaea* Furrer-Ziogas, 1952, *Schw. Zeitschr. f. Pilzk.* 30, p. 131 [BASIONYME]

= *Inocybe virgatula* Kühner, in Kühner & Romagnesi, 1953, *Flore analytique des champignons supérieurs*, p. 225 [*inval.*] ex Kühner, 1955, *Bull. Soc. nat. Oyonnax* 9 (Suppl.), p. 7

Ill. : Courtecuisse & Duhem (1994) *Guide des champignons de France et d'Europe*, n° 1059 (icon.) ; Eyssartier & Roux (2011) *Le guide des champignons. France et Europe*, p. 889 (photo) ;

Rép. : **010101** ; **02** ; **06** ; **07** ; **08** ; **09** ; **13** ; **21** ; **222222** ; **24** ; **252525** ; **26** ; **29** ; **30** ; **35** ; **3838** (P. Roux, 1988) ; ; **3939** ; **4242** ; **4343** ; **4545** ; **46** (1979) ; **49** ; **50** ; **51** ; **52** ; **55** ; **57** ; **59** ; **60** ; **61** ; **62** ; **62** ; **64** ; **65** ; **666666** ; **676767** ; **686868** (D. Doll / P. Hertzog) ; **70** ; **71** ; **72** ; **737373** ; **747474** ; **76** (< 1939) ; **77** ; **81** ; **82** ; **8383** ; **8585** ; **86** ; **89** ; **91**

Écol. : *Picea abies* ; C ; *Cedrus* ; *Fagus* + parc ; *Vaccinio-Piceion hygrophile* ; *Pinus silvestris*, *Larix* ; lisières herbeuses ; *Picea* ; mêlés ; *Equiseto-Abietetum* à faciès de pessière ; *Picea* ; *Pinus nigra* ; *Pinus maritima* + *P. pinea* ; hêtraie-sapinière ; *Abies alba calcaire* ; C ; *Vaccinio-Piceion hygrophile* ; *Picea* II ; Moraine avec *Picea* et *Betula* ; *Pseudotsuga menziesii* ; feuillus : *Pseudotsuga* + *Quercus* ; *Picea* ;

Rem. : cette espèce présente plusieurs problèmes. D'une part, à l'échelle taxonomique, la synonymie ci-dessus, actuellement relativement acceptée ne l'est pas par tout le monde. Par exemple, Reumaux (2001, *Doc. Mycol.* 121, p. 8) la rejette énergiquement, et nie l'existence de *I. fuscidula* (au sens strict, dans son interprétation personnelle du binôme) en France. On peut aussi examiner le cas d'*I. brunneoatra* qui est considéré comme identique par certains auteurs. D'autre part, sur le plan écologique, le périmètre taxonomique à géométrie assez variable introduit un certain flou. *I. hypophaea* est décrit de Suisse, en région de montagne et le caractère fortement continental (voire submontagnard à montagnard) de ce taxon est modulé par la synonymie qui intègre des taxons décrits de régions plus collinéennes ou planitiales comme *I. virgatula*. Quoiqu'il en soit, ce taxon (même pris au sens large) reste plutôt d'affinité continentale, ce qui corrobore une tendance exprimée par la présence d'espèces comme *Phaeocollybia arduennensis* et d'autres. Deux récoltes pour Andigny, le 28 septembre 2017, parcelle 7 (feuillus) trouvé par M. le professeur Régis Courtecuisse et le 13 octobre 2019, parcelle 58 (épicéas).

***Inocybe margaritispora* (Berk.) Saccardo**, 1887, *Syll. Fung.* 5, p. 781

Ill. : Courtecuisse & Duhem (1994) *Guide des champignons de France et d'Europe*, n° 1084 (icon.) ;

Rép. : **01** ; **02** ; **09** ; **10** ; **14** ; **24** ; **25** ; **37** ; **38** ; **39** ; **43** ; **45** (G. Corriol, 2001) ; **49** (M. Baron / J. Mornand, [1984]) ; **57** ; **59** ; **61** ; **62** ; **66** ; **67** ; **68** ; **70** ; **76** ; **77** ; **80** ; **85** ; **86** ; **91**

Écol. : *Fraxinus* ex. ; *Mercurialis perennis* ; F hygrophilmes ; *Carpinus* ; *Corylus* ; chemin sous feuillus ; chênaie-charmaie neutrophile, lilgérienne (*Rusco – Quercetum petraeae*) ; feuillus et conifères ;

Rem. : espèce assez peu fréquente, du groupe des *Praetervisae*. Une récolte pour Andigny, le 28 septembre 2017, parcelle 7. Trouvée par M. le professeur Régis Courtecuisse.

***Inocybe xanthomelaena* Kühner & Boursier, 1933, *Bull. soc. mycol. Fr.* 49, p. 84**
[BASIONYME]

= *Inocybe xanthomelas* (variante orthographique)

Ill. : Courtecuisse & Duhem (1994) *Guide des champignons de France et d'Europe*, n° 1085 (icon.) ;

Rép. : **02** ; **08** (L. Ferry, 2001) ; **25** ; **29** ; **45** ; **57** ; **58** ; **59** ; **60** ; **62** ; **64** ; **67** ; **68** ; **74** (A. Favre, 2004) ;
77 ; **80** ; **81** ; **83** ; **90** ; **91**

Écol. : *Alnus glutinosa* - *Acer pseudoplatanus* humide ;

Rem. : il s'agit d'une autre espèce du groupe des *Praetervisae* (comme *I. margaritispora*), de stature plus petite et proche de *I. mixtilis* (que nous avons également trouvé à Andigny) mais qui présente la particularité de noircir à la dessiccation. Une seule récolte pour Andigny, le 19 septembre 2015, parcelle 17. L'écologie dans une parcelle à *Acer pseudoplatanus* humide est correcte.

***Laccaria macrocystidiata* (Migliozi & Lavorato) Pázmány, 1994, *Zeitschr. f. Mykol.* 60(1), p. 8 [!]**

BASIONYME : *Laccaria affinis* f. *macrocystidiata* Migliozi & Lavorato, 1988, *Micol. Ital.* 17(2), p. 6 ≡ *Laccaria laccata* f. *macrocystidiata* (Migliozi & Lavorato) Cacialli & Doveri, 1993('1992'), *Rivista di Micologia* 35(3), p. 226 [*inval.*] ≡ *Laccaria affinis* var. *macrocystidiata* (Migliozi & Lavorato) Pázmány,

Ill. : Cavet (2003) *l.c.*, p. 41 (photo) ; Roux (2006) *Mille et un champignons*, p. 443 (photo) ;

Rép. : **02** ; **20** (FAMM 2000) ; **34** (J. Borella / M. Bon, 1999 – avec un cf, du 34) ; **59** (A. Fournier / P.-A. Moreau & R. Courtecuisse, 2004) ; **62** (C. Platiau / P.-A. Moreau, 2004) ; **69** (J. Cavet, 2002) ; **73** (PAM, Landry 1999) ; **83** (S. Poumarat, 2002)

Écol. : **bord de route acide gramineuse sous *Picea*** ; *Carpinus betulus* ; *Abies nordmanniana* ; *Quercus rubra* ;

Rem. : ce laccaire est sans doute plus fréquent que les données disponibles peuvent l'indiquer car il est rarement déterminé correctement. Sur le terrain, on peut le reconnaître à sa stature assez robuste, à ses couleurs sombres ou intenses et à son revêtement piléique finement mais nettement excorié jusqu'à la marge (l'espèce la plus proche, *L. proxima*, robuste également, est fortement excoriée au centre mais sublitse à la marge). Plusieurs récoltes pour Andigny, le 26/9/2015 parcelle 23 (feuillus), le 22/9/2019 parcelle 62 (aulnaie, au pied d'une fougère) et le 27/10/2019, parcelle 41 (feuillus divers). L'espèce peut paraître en expansion (comme le supposent Courtecuisse *et al.*, 2018) mais il est aussi possible qu'on le détermine plus fréquemment qu'auparavant.

***Laccaria tetraspora* Singer, 1946, *Mycologia* 38, p. 689**

Rép. : **02** ; **09** ; **14** ; **25** ; **38** ; **43** ; **62** (R. Courtecuisse, 1996) ; **73**

Écol. :

Rem. : cet autre laccaire est également assez peu fréquent. Sa détermination nécessite impérativement une vérification microscopique des caractères (comme c'est toujours le cas dans ce genre). Une seule récolte pour Andigny le 19/9/2015, parcelle 17 (feuillus). Bien défini par sa microscopie. Notons que nous avons également trouvé la var. *major* (11/11/2016, parcelle 52) et la var. *scotica* (5/7/2017 p30-38 et 22/9/2019 p62). Cette variété est **nouvelle pour le département de l'Aisne** (le type y est connu depuis 2008).

Lactarius camphoratus (Bull. : Fr.) Fr., 1838, *Epicrisis*, p. 346 [Bull.] Fr. (sanctionné au rang infra-spécifique)

Ill. : Courtecuisse & Duhem (1994) *Guide des champignons de France et d'Europe*, n° 1586 (icon.) ; Roux (2006) *Mille et un champignons*, p. 154 (photo) ; Eyssartier & Roux (2011) *Le guide des champignons. France et Europe*, p. 151 (photo) ;

Rép. : 01 ; 02 ; 03 ; 06 ; 08 ; 09 ; 10 ; 11 ; 12 ; 14 ; 16 ; 17 ; 18 ; 19 ; 21 ; 22 ; 24 ; 25 ; 26 ; 27 ; 28 ; 29 ; 31 ; 33 ; 35 ; 36 ; 37 ; 38 ; 39 ; 41 ; 42 ; 43 ; 44 ; 45^{LR5} ; 46 ; 49 ; 50 ; 51 ; 52 ; 53 ; 54 ; 55 ; 56 ; 57 ; 58 ; 59 ; 60 ; 61 ; 62 ; 63 ; 64 ; 65 ; 67 ; 68 ; 69 ; 70 ; 71 ; 72^{LR5} ; 73 ; 74 ; 76 ; 77 ; 78 ; 79 ; 80 ; 81 ; 85 ; 86 ; 87 ; 88 ; 89 ; 90 ; 91

Écol. : sylvatique ; Castanea ; Quercus (moussu) ; Quercus ; feuillu ; feuillus calcicole ; Pinus silvestris + feuillus ; chênaie-châtaigneraie siliceuse ; id. sur calcaire décalcifié ; Prunetalia ; Sphagno-Alnetum ; Fagus + Quercus + Castanea + Ilex ; Abies ; Melico-Fagetum à faciès de chênaie-charmaie sur oligomull Fago-Quercetum atlantique fras sur moder ; Pinus silvestris sur Fago-Quercetum engorgé dégradé sur hydromor ; vieux chênes sur sol sableux calcarifère ; jeune taillis de Sorbus torminalis sous fûtaie élevée de Quercus petraea ; fûtaie de Quercus petraea acido-thermophile ; Quercus petraea sous couvert de Pinus silvestris ; sol siliceux, pauvres ; méso-acidophile ; en forêt de feuillus surtout lié aux bouleaux, aux chênes et au pin mais aussi au châtaignier ; Quercion robori-petraeae ; feuillus ; Picea + Abies + feuillus ; Abies + Pinus ;

Rem. : l'espèce n'est pas rare, mais elle avait été classée dans la liste rouge régionale (Nord – Pas-de-Calais) en 1997. Depuis cette époque, il semble que son statut soit à réviser à la baisse. Néanmoins, sa présence à Andigny reste intéressante et contribuera à une meilleure évaluation de sa valeur patrimoniale effective à l'échelle des Hauts-de-France.

Lactarius cremor Fr., 1838, *Epicrisis*, p. 343

= *Lactarius rostratus* Heilmann-Clausen, in Verbeken, in Heilmann-Clausen, Verbeken & Vesterholt, 1998, *Fungi of Northern Europe 2*, p. 216 [Type : Danemark]

Ill. : Bon (1973) *l.c.* : 195 (sch.) ; Courtecuisse & Duhem (1994) *Guide des champignons de France et d'Europe*, n° 1587 (icon.) ;

Rép. : 03 ; 09 ; 10 ; 14 ; 16 (Soc. mycol. 2004) ; 21 ; 25 ; 26 ; 29 ; 38 ; 39 ; 41 ; 45 ; 49 ; 50 ; 51 ; 54 ; 57 ; 59 ; 61 ; 62 ; 67 ; 68 ; 71 ; 73 (P.-A. Moreau, 2001) ; 74 ; 76 ; 80 ; 81 ; 82 ; 85^{LR4} ; 89 ; 90

Écol. : Fagus ; feuillus humides calcaires Fagus + Castanea ; feuillus argilo-calcaires, Fagus ; conifères de reforestation ou de substitution ; hêtraie-sapinière de montagne (Luzulo-Fagetum) ; sciaphile, tendance hygrophile ; dans les talus moussus ; sous feuillus, notamment lié au Fagus mais aussi au Castanea et aux Abies ; charmaie-châtaigneraie sur calcaire décalcifié ;

Rem. : ce lactaire est rare et sa découverte à Andigny est particulièrement intéressante. Une seule récolte pour Andigny, le 10 septembre 2017, parcelle 61-62. **Nouveau pour le département de l'Aisne** (signalé d'après notre récolte par Courtecuisse *et al.*, 2018). Assez rare, sous *Fagus*, mais habituellement sur souches moussues pourries.

Lactarius flexuosus (Pers. : Fr.) S.F. Gray, 1821, *Nat. Arr. Brit. Pl.* 1, p. 624

Ill. : Courtecuisse & Duhem (1994) *Guide des champignons de France et d'Europe*, n° 1539 (icon.) ; Bidaud (1995) *FMDS 139* : 8 (photo couleur) ; Roux (2006) *Mille et un champignons*, p. 120 (photo) ;

Rép. : 02 ; 07 ; 14 ; 21 ; 22 ; 25 ; 39 ; 41 (Legué, 1908, p. 59) ; 43 ; 50 ; 52 ; 54 ; 59 ; 61* ; 62 ; 63 (.C Hurtado, 1995) ; 6868 (D. Doll / P. Hertzog) ; 70 ; 71 ; 73 ; 76 (1879) ; 77 (Martelli, 1972) ; 78 ; 85^{LR4} ; 88 ; 91^{RR} ; 94 (SMF, 1984)

Écol. : Betula pendula + Pinus silvestris ; Betula ; pinède à bouleaux, mousses, hêtres ; dans les lieux frais, les ornières et les parcs ; Picea + Abies ; dépression marécageuse à Betula ;

Rem. : cette espèce est rare en plaine et a été découverte lors d'une sortie de la SMNF à Andigny en 1998. Noté par Courtecuisse *et al.* (2018) comme une espèce septentrionale montagnarde. Encore un argument de plus pour le caractère « montagnard » de la forêt d'Andigny.

Lactarius lilacinus (Lasch : Fr.) Fr., 1838, *Epicrasis*, p. 348

BASIONYME : *Agaricus lilacinus* Lasch, 1828, *Linnaea* 3, p. 162 : Fr., 1832, *Syst. Mycol.* 3, p. 27 [!]

Réf. : Quélet (1888) *Flore mycologique de France*, p. 364 ; Corriol *et al.* (2004) *Bryophytes et champignons en Midi-Pyrénées*, p. 155 ;

Ill. : Courtecuisse & Duhem (1994) *Guide des champignons de France et d'Europe*, n° 1574 (icon.) ; Roux (2006) *Mille et un champignons*, p. 137 (photo) ; Eyssartier & Roux (2011) *Le guide des champignons. France et Europe*, p. 133 (photo) ;

Rép. : 02 ; 08 ; 09 ; 14 ; 2B ; 21 ; 22 ; 24 ; 25 ; 27 ; 29 ; 33 ; 38 ; 42 ; 43 ; 49 ; 51 ; 52 ; 54 ; 55 ; 57 ; 59 (R. Courtecuisse & C. Lécure, 1999) ; 60 ; 61 ; 62 ; 65 ; 67 ; 68 ; 70 ; 73 ; 74 ; 76 ; 78 ; 80 ; 88 ; 91

Écol. : EcM – *Alnus strict* ; *Alnus viridis* (en 21 : vérifier !) ; *Alnus incana* II ; sols siliceux, alluvionnaires ; dans les lieux humides, ruisseaux forestiers, marais, aulnaie fangeuse, près des souches et des troncs ; dans les aulnaies surtout mais aussi sous les *Salix*, près des grands *Carex* et parfois sous *Fraxinus* ; *Alno-Padion* ; *Alnus marécageux* ;

Rem. : espèce relativement rare, inféodée à des stations forestières hygrophiles, ce qui fut le cas de notre récolte. Une seule récolte pour Andigny le 4 novembre 2018, parcelle 69 (sortie SMNF). Trouvé avec M. le professeur Courtecuisse et M. Jacky Triquet, sous *Alnus glutinosa* en milieux marécageux sur affleurement de calcaire. Espèce remarquable de par ses couleurs.



Figure 313. *Lactarius lilacinus*. Dessin : G. Polesel

Lactarius omphaliformis Romagnesi, 1974, *Bull. Soc. mycol. Fr.* 90(2), p. 146

Ill. : Courtecuisse & Duhem (1994) *Guide des champignons de France et d'Europe*, n° 1606 (icon.) ;



Figure 314. *Lactarius omphaliformis*.
Photo : G. Polesel

Rép. : 02 ; 20 ; 22 ; 25 ; 29 ; 38 ; 41 ; 49^{LR2} ; 53^{LR1} ; 54 ; 57 ; 58^{LR} ; 59 ; 60 ; 61 (M. Bon, < 1972]) ; 62 ; 63 ; 67 ; 68 ; 69 ; 70 ; 71^{LR} ; 73 ; 74^T (H. Romagnesi, 1959) ; 78 ; 80 ; 81 ; 85 (J.-L. Surault, 2003) ; 86 ; 88 ;

Écol. : *Betula* ; *Alnus* ; tendance acidiphile ; dans les mousses, parmi les sphaignes ; sous bouleaux, aulnes et saules ; sphaignes au bord d'un étang avec *Oxycoccus*, *Comarum*, *Eriophorum vaginatum*, *Betula pubescens* ;

Rem. : petite espèce des aulnaies, relativement rare (l'espèce la plus commune du groupe, *L. obscuratus*, a également été trouvée à Andigny. Une récolte de deux spécimens le 22 septembre 2019, parcelle 66. Trouvé parmi les mousses émergeant du marécage de l'aulnaie (à proximité d'*Alnus glutinosa*). Espèce caractéristique des

aulnaies oligotrophes. Notons que la parcelle 69, symétrique à la parcelle 66 par rapport à la laie forestière, contenait *Lactarius lilacinus*.

***Lactarius ruginosus* Romagnesi, 1957('1956'), Bull. Soc. mycol. Fr. 72, p. 340**

= *Lactarius romagnesii* ss. auct. flamands, néerlandais et scandinaves (formes sombres : voir ci-dessous)

Réf. : Verbeken *et al.* (2000) *Micologia 2000*, p. 573 ; Corriol *et al.* (2004) *Bryophytes et champignons en Midi-Pyrénées*, p. 156 ;

Ill. : Courtecuisse & Duhem (1994) *Guide des champignons de France et d'Europe*, n° 1599 (icon.) ; Verbeken *et al.* (2000) *Micologia 2000*, p. 572 (photo J. Vesterholt) – s.n. *L. romagnesii*

Rép. : **01 ; 02 ; 03 ; 08** (R. Collot, 1998) ; **09 ; 10 ; 14** (< 1975]) ; **16 ; 21 ; 22 ; 25 ; 29 ; 39 ; 44** (G. Ouvrard, 2007) ; **51 ; 52 ; 54 ; 55 ; 57 ; 58^{LR} ; 59 ; 60 ; 62 ; 65 ; 67 ; 68 ; 71^{LR} ; 76** (1968) ; **77 ; 80 ; 88 ; 90 ; 91**

Écol. : Fagus II ; tendance acidophile ; sur des sols argilo-siliceux ; sous les feuillus, surtout lié au Fagus, Quercus et Carpinus ;

Rem. : espèce relativement rare ou peu fréquente. Dans ses formes de colorations typiques, on la reconnaît assez facilement à ses lames relativement espacées et à sa marge festonnée. Un problème nomenclatural sérieux concerne les formes sombres de ce taxon : le ***L. romagnesii*** au sens des auteurs flamands, néerlandais et scandinaves correspond à « notre » *L. ruginosus* (considéré par eux comme un *L. ruginosus* mal appliqué, ss. Romagnesi, Bon, etc.) dans ses formes sombres. Il y a donc un problème d'interprétation taxinomique-nomenclatural complexe dans la mesure où « notre » *L. romagnesii* (celui de la tradition française et de son auteur, Marcel Bon, qui a renommé de cette façon un taxon bien connu et assez fréquent en plaine) n'a plus de nom puisque Verbeken *et al.* (2000, p. 573) sélectionnent un lectotype de *L. ruginosus*, avec ce sens taxinomique : HR 13.10.1949 (PC) – qui est clairement « notre » *L. romagnesii*. Nous en avons effectué plusieurs récoltes pour Andigny, les 19/9/2015 et 9/10/2016, parcelle 17 et le 21/8/2019 parcelle 40-41. Surtout sur sol argilo-calcaire, sous *Corylus* et *Carpinus*.
Premières récoltes pour le département de l'Aisne (citées par Courtecuisse *et al.*, 2018).

***Lactarius subruginosus* Blum ex M. Bon, 1985, Doc. Mycol. 61, p. 20**

= *Lactarius subruginosus* Blum, 1976, *Études mycologiques* 3, p. 316

Rép. : **43 ; 59** (R. Courtecuisse, 1982) ; **62 ; 63^{cf}** (G. Corriol - cf, 1997 ou 1999 ?) ; **64 ; 68 ; 76**

Écol. :

Rem. : ce lactaire est beaucoup plus rare que le précédent et peut être soupçonné sur le terrain par son odeur pélargoniée, qui s'ajoute à des caractères macroscopiques (densité des lames et aspect de la marge) intermédiaires entre *L. fuliginosus* et *L. ruginosus*. Une seule récolte pour Andigny le 26 septembre 2015, parcelle 23 (confirmé par micro).
Nouveau pour le département de l'Aisne.

***Leccinum crocipodium* (Letellier) Watling, 1961, Trans. Bot. Soc. Edinburgh 39(2), p. 200**

BASIONYME : *Boletus crocipodius* Letellier, 1836 ('*crokipodius*'), ou 1838, *Fig. Champ.*, pl. 666 [emend. R. Maire] ≡ *Krombholzia crocipodia* (Letellier) Gilbert, 1931, *Les Bolets*, p. 98 ≡ *Kromholziella crocipodia* (Letellier) R. Maire, 1937, ≡ *Trachypus crocipodius* (Letellier) Romagnesi, 1939 (aussi Konrad & Maublanc, 1952, *Encycl. Mycol.* 20, p. 118 [!]) ≡ *Leccinellum crocipodium* (Schulzer ex Michael) Bresinsky & M. Binder, in Bresinsky & Besl, 2003, *Regensb. Mykol. Schrift.* 11, p. 233

= *Boletus tessellatus* Gillet, 1878, *Les Hyménomycètes*, p. 636 [!] [**illeg.** ; non Rostkov, 1844] ≡ *Krombholzia tessellata* (Gillet) R. Maire, 1933, *Publ. Soc. Cienc. Nat. Barcelona*, p. 42

= *Boletus nigrescens* Richon & Roze, 1888, *Atlas des champignons*, p. 191 [**illeg.** ; non Pallas, 1771]
≡ *Leccinum nigrescens* (Richon & Roze →) Singer, 1947, *American Midland Naturalist* 37(1), p. 122
≡ *Krombholziella nigrescens* (Richon & Roze →) Singer) Šutara, 1982, *Česk. Mykol.* 36(2), p. 81 ≡
Leccinellum nigrescens (Richon & Roze) Bresinsky & M. Binder, in Bresinsky & Besl, 2003, *Regensb.*
Mykol. Schrift. 11, p. 232

= *Boletus luteoporus* Bouchinot, in Barbier, 1904, *Bull. Soc. mycol. Fr.* 20, p. 92 (ou in Costantin, ?)
≡ *Krombholzia luteopora* (Bouchinot) Singer, 1938, *Rev. Mycol.* [Paris] 3, p. 153 ≡ *Leccinum*
luteoporum (Bouchinot) Šutara, 1989, *Česk. Mykol.* 43(1), p. 5 ≡ *Krombholziella luteoporum*
(Bouchinot) M. Bon, 1985('1984'), *Doc. Mycol.* 56, p. 16 (aussi Alessio, 1991, *Fung. Europ.* 2A, p.
94 [**superfl.**])

III. : Courtecuisse & Duhem (1994) *Guide des champignons de France et d'Europe*, n° 1707 (icon.) ;
Muñoz (2000) *Fungi non delineati* 13, p. 39 (sch. + photo18) ;

Rép. : 01 ; 03 ; 08 ; 09 ; 10 ; 14 ; 16 ; 17 ; 18 (D. Joubert, 1991) ; 19 ; 2A ; 2B ; 21 ; 22 ; 23 ; 24 ; 25 ;
26 ; 27 ; 28 ; 29 ; 31 ; 32 ; 35 ; 36 ; 37 ; 38 ; 39 ; 40 ; 41 ; 44 ; 45 ; 46 ; 49^{LR5} ; 50 ; 51 ; 52 ; 53 ; 54 ;
55 ; 56 ; 58^{LR} ; 59 ; 61 ; 62 ; 64 ; 67 ; 68 ; 70 ; 71^{LR} ; 72 ; 73 ; 74 ; 76 ; 77 ; 78 ; 79 ; 84 ; 85 ; 86 ; 87 ;
88 ; 89 ; 90 ; 91 ; 94 ; 95

Écol. : feuillus calcaires ; feuillus ; Quercus II ; feuillus ; Quercus thermophile II : chênaie-charmaie ;
Melico-Fagetum + saulaie ; Quercus pubescens ; Quercus pedunculata et autres Quercus ;

Rem. : espèce peu rare mais dont aucune récolte n'est précisément mentionnée par
Courtecuisse et al., 2018. (30/8/2018, p17, unique récolte, vérifiée par M. Triquet)

Leccinum avellaneum (Blum) M. Bon, 1979, Doc. Mycol. 35, p. 41

III. :

Rép. : 08 (L. Ferry, 2001) ; 25 ; 38 ; 42 (N. van Vooren, 1997) ; 58 ; 59 ; 60 ; 61 ; 62 ; 68 ; 71 ; 73 ; 74
(R. Borbon / A/ Favre, 2005) ; 76

Écol. : *Betula pubescens* et *B. verrucosa* ; bois humide à bouleaux et peupliers ;

Rem. : **nouveau pour l'Aisne** selon Courtecuisse et al., 2018 (19/10/2019, p95)

Leccinum brunneogriseolum Lannoy & Estades, 1991, Doc. Mycol. 82, p. 1 [BASIONYME]

= *Krombholzia scabra* var. *coloratipes* Singer, 1942 [**inval.**] ≡ *Boletus coloratipes* (Singer) Blum, 1969,
Bull. Soc. mycol. Fr. 85(4), p. 560 [**inval.**] ≡ *Krombholziella coloratipes* (Singer) Courtecuisse, 1986,
Clé de détermination macroscopique des champignons supérieurs du Nord de la France, p. [**inval.**]

III. : Lannoy & Estades (1991) l.c. : pl. 2-A (icon. G. Lannoy) ; Courtecuisse & Duhem (1994) *Guide*
des champignons de France et d'Europe, n° 1713 (icon.) ; Muñoz (2000) *Fungi non delineati* 13, p.
21 (photo 8) ; Roux (2006) *Mille et un champignons*, p. 78 (photo) ; Eyssartier & Roux (2011) *Le*
guide des champignons. France et Europe, p. 73 (photo) ;

Rép. : 02 ; 03 ; 07 (P.-A. Moreau, 1998) ; 08 ; 14 ; 16 ; 17 ; 18 ; 24 ; 25 ; 27 ; 29 ; 37 ; 38 ; 41 ; 42 ; 43
; 45 ; 50 ; 55 ; 58 ; 59 ; 60 ; 61 ; 62 ; 67 ; 68 ; 71 ; 72 ; 73 ; 74 ; 76 ; 77 ; 78 ; 79 ; 81 ; 85 ; 87 ; 88 ; 90
; 91

Écol. : EcM *Betula* strict ; feuillus ; *Betula verrucosa* + *Salix* + feuillus ou conifères, souvent
sphaignes ; boulaie tourbeuse + chênaie acide ; *Betula*, souvent mêlés d'autres feuillus ou
résineux ; *Betula* en bord d'étang ;

f. chlorinum Lannoy & Estades, 1993, Doc. Mycol. 89, p. 65 [BASIONYME]

III. :

Rép. : 09 ; 25 ; 38 ; 42 ; 59 ; 61 ; 62 ; 67 ; 68 ; 73 ; 85

Écol. : Betula avec Salix, Alnus et feuillus, éventuellement Sphagnum ; Betula + Quercus et Carpinus ;

Rem. : ces deux taxons ont été „oubliés“ dans l’inventaire régional des Basidiomycota (Courtecuisse *et al.*, 2019). Il s’agit de taxons relativement fréquents mais nous les signalons pour préciser une mention bien localisée pour l’Aisne, en vue d’un ajout ultérieur à cet inventaire régional.

Leccinum melaneum (F. Smotlacha) Pilát & Dermek, 1974, Hříbovitě Huby, p. 145

Ill. : Muñoz (2000) *Fungi non delineati* 13, p. 12 (sch. + photo3) ; Roux (2006) *Mille et un champignons*, p. 77 (photo) ; Eyssartier & Roux (2011) *Le guide des champignons. France et Europe*, p. 73 (photo – s.n. *L. melaneum*) ;

Rép. : 09 ; 23 ; 24 ; 25 ; 39 ; 45 ; 50 ; 53 ; 58 ; 59 ; 62 ; 67 ; 68 ; 69 ; 71 ; 73 ; 74 ; 77 ; 78 (1996) ; 80 ; 85 ; 87 ; 91

Écol. : EcM **Betula** ; pelouse urbaine ; Picea + Fagus + Betula calcaire ; Populus tremula ; Betula II ; sur terril ;

Rem. : taxon très proche de *L. scabrum* mais à chapeau pratiquement noir. **Nouveau pour le département de l’Aisne.**

Leccinum roseofractum Watling, 1968, Not. Roy. Bot. Gdn Edinburgh 28(3), p. 313 [BASIONYME]

Ill. : Courtecuisse & Duhem (1994) *Guide des champignons de France et d’Europe*, n° 1710 (icon.) ; Muñoz (2000) *Fungi non delineati* 13 : photo4 ;

Rép. : 01 ; 03 ; 09 ; 14 ; 22 ; 25 ; 29 ; 36 ; 38 ; 39 ; 41 ; 43 ; 45 ; 49 ; 50 ; 51 ; 59 ; 61 ; 62 ; 64 ; 65 ; 67 ; 68 ; 70 ; 71 ; 73 ; 80 ; 85^{LR4} ; 86 ; 87 ; 91

Écol. : Betula ; terril carbonifère à Betula ; Betula ;

Rem. : espèce relativement rare. Une seule récolte le 11 novembre 2018, parcelle 48-52, trouvé avec Christine Hoper et Christian Verpoorte. Très ressemblant à un *L. scabrum* mais tonalité plus sombre (et un peu rouge sanguin) du chapeau et surtout à chair rosissant nettement (bien que parfois lentement) à la coupe. Il faudrait le confirmer par micro. **Nouveauté pour l’Aisne.**

Lepiota castanea Quélet, 1881, C.-R. Ass. fr. av. sci. 9, p. 661 [!]

Ill. : Saccardo (1887) *Syll. Fung.* 5, p. 39 [in Jura Galliae orientalis] ; Courtecuisse & Duhem (1994) *Guide des champignons de France et d’Europe*, n° 675 (icon.) ; Roux (2006) *Mille et un champignons*, p. 973 (photo) ; Eyssartier & Roux (2011) *Le guide des champignons. France et Europe*, p. 331 (photo) ;

Rép. : 01 ; 02 ; 03 ; 05 ; 08 ; 09 ; 10 ; 12 ; 13 ; 14 ; 15 (P. Roux, 1999) ; 16 ; 17 ; 20 ; 22 ; 24 ; 25 ; 27 ; 29 ; 31 ; 33 ; 35 ; 36 ; 37 ; 38 ; 41 ; 42 ; 45 ; 49 ; 51 ; 53^{LR3} ; 55 ; 56 ; 58 ; 59 ; 60 ; 61 ; 62 ; 63 ; 64 ; 65 ; 66 ; 67 ; 68 ; 69 ; 71 ; 72 ; 73 ; 74 ; 76 ; 77 ; 79 ; 80 ; 81 ; 83 ; 84 ; 85^{LR5} ; 86 ; 88 ; 89 ; 90 ; 91.

Écol. : Pseudotsuga ; Cedrus ; hêtraie, fossé ombragé ; Quercus ; chênaie-charmaie II + Picea et Abies ; Fago-Quercetum atlantique frais sur moder ; chênaie-charmaie rudéralisée avec vieux Robinia, Sambucus, Evonymus, Acer campestre et Populus, sur sables calcarifères ; fûtaie de Quercus petraea acido-thermophile ; *Alno-Fraxinion* ; Quercus pubescens + Pinus silvestrus ; Acer platanoides ;

Rem. : espèce plutôt fréquente et largement répartie, néanmoins intéressante par sa signification écologique. En effet, les « petites lépiotes » sont, pour la plupart, nitrophiles et thermophiles. Les stations où on les rencontre sont généralement pourvues de plusieurs (voire de nombreuses) espèces et pourraient faire ultérieurement l'objet d'explorations thématiques particulières. Trois récoltes pour Andigny, dans le nord de la forêt, toujours sous feuillus. Le 22/11/2017, parcelle 7 ; le 1/10/2017 parcelle 13 et le 6/10/2019 parcelle 17. Une espèce remarquable de par son chapeau roux fauvâtre, à marge plus pâle et plus terne, le stipe un peu squamuleux en bas. Odeur faisant un peu penser à *L. cristata* mais en plus discret. **Première récolte pour le département de l'Aisne** (signalée par Courtecuisse *et al.*, 2018, p. 23).

***Lepiota ochraceosulfurens* (Locquin) ex M. Bon, 1985, *Doc. Mycol.* 61, p. 46**

Ill. : Roux (2006) *Mille et un champignons*, p. 978 (photo – s.n. *Lepiota clypeolaria* var.) ; Eyssartier & Roux (2011) *Le guide des champignons. France et Europe*, p. 333 (photo) ;

Rép. : 02 ; 03 ; 06 ; 08 (D. Capitain, 2000 ; R. Collot, 2003) ; 10 ; 13 ; 14 ; 15 ; 16 (Soc. mycol., 2005) ; 18 ; 20 ; 24 ; 25 ; 26 ; 30 ; 31 ; 33 ; 34 ; 37 ; 38 ; 39 ; 43 ; 44 ; 45 ; 46 ; 49^{LR4} ; 50 ; 51 ; 52 ; 55 ; 59 ; 60 ; 61 ; 62 ; 65 ; 67 ; 68 ; 69 ; 70 ; 72^{LR3} ; 74 ; 76 ; 77 ; 78 ; 80 ; 83 ; 84 ; 85^{LR4} ; 86 ; 90 ; 91

Écol. : prés ; résineux ; taillis thermophiles ; conifères mêlés ; *Cupressus macrocarpa* ; *Pinus silvestris* ; hêtraie-sapinière eutrophisée par le pacage bovin ; terrain calcaire sablonneux sous *Pinus halepensis* et *Quercus ilex* en mélange ; forêt mêlée ; *Carpinus* ; *Picea abies* ; *Fagus* ; *Carpinus* avec *Ruscus aculeatus*, sur flanc meuble sablo-calcaire de ruisseau ; calcaire ; *Quercus ilex*, *Q. pubescens* avec *Pinus halepensis* et *P. maritima* sur calcaire et bauxite ; calcaire ; *Quercus ilex* et *Q. pubescens* avec *Pinus halepensis* sur calcaire ; *Pinus* + *Quercus* : *Quercus ilex* + *Pinus* ;

Rem. : ce taxon, du groupe de *L. clypeolaria*, est assez fréquent mais souvent mal déterminé ou ignoré. On le reconnaît au jaunissement assez intense des surfaces (surtout le pied au grattage) et par son chapeau peu séparable du pied (un comble pour une lépiote... !). Une seule et unique récolte, faite avec M. le professeur Courtecuisse, le 28 septembre 2017, parcelle 7, sous feuillus. L'espèce est connue dans l'Aisne depuis fort longtemps ; Courtecuisse *et al.*, 2018, p. 27 signalent une récolte assimilable à cette espèce, par Bataille et Boudier en 1897 (le taxon n'était pas encore décrit à l'époque).

***Lepiota subalba* Kühner ex P.D. Orton, 1960, *Trans. Brit. Mycol. Soc.* 43(2), p. 297**

Ill. : Zecchin & Migliozi (2000) *Micologia 2000*, p. 599 (photo G. Zecchin), 600 (sch.) ; Eyssartier & Roux (2011) *Le guide des champignons. France et Europe*, p. 317 (photo V. Dumas) ;

Rép. : 01 ; 09 ; 14 ; 20 ; 2B ; 22 ; 29 (A. Gérault, 1996) ; 33 ; 49 ; 50 ; 53^{LR2} ; 56 ; 57 ; 59 ; 60 ; 61 ; 62 ; 63 ; 68 ; 72 ; 74 ; 76 ; 77 ; 79 ; 80 ; 81 ; 85 ; 86 ; 91

Écol. : *Robinia* ; allée herbeuse ; feuillus mêlés ;

Rem. : petite lépiote du groupe des *Stenosporae* peu fréquente. Une récolte pour Andigny, le 21/8/2019, parcelle 41, avec M. le professeur Courtecuisse, sous feuillus, dans le « cratère » d'une ancienne carrière de craie (même station que *Cystolepiota hetieri*), d'où le caractère rudéralisé. Espèce au chapeau crème pâle, un peu ochracé au disque, le stipe un peu pelucheux roussissant légèrement en bas à la manipulation. **Taxon nouveau pour l'Aisne.**

***Lepiota ventriospora* D.A. Reid, 1958, *Trans. Brit. Mycol. Soc.* 41(4), p. 427**

= *Lepiota metulaespora* ss. auct. europ.

= ***Lepiota magnispora* Murrill** ss. Vellinga p.p. (nom à utiliser)

Ill. : Courtecuisse & Duhem (1994) *Guide des champignons de France et d'Europe*, n° 672 (icon.) ; Roux (2006) *Mille et un champignons*, p. 979 (photo) ; Eyssartier & Roux (2011) *Le guide des champignons. France et Europe*, p. 329 (photo – s.n. *L. magnispora*) ;

Rép. : 01 ; 02 ; 03 ; 05 ; 06 ; 08 ; 09 ; 10 ; 11 ; 12 ; 14 ; 15 ; 16 ; 20 ; 2B ; 21 ; 22 ; 24 ; 25 ; 26 ; 27 ; 28 ; 29 ; 30 ; 33 ; 35 ; 36 ; 37 ; 38 ; 39 ; 41 ; 42 ; 43 ; 44 ; 45 ; 49 ; 51 ; 52 ; 53 ; 54 ; 55 ; 56 ; 57 ; 58 ; 59 ; 60 ; 61 ; 62 ; 63 ; 64 ; 65 ; 66 ; 67 ; 68 ; 69 ; 70 ; 71 ; 72 ; 73 ; 74 ; 76 ; 77 ; 78 ; 79 ; 81 ; 83 ; 84 ; 85 ; 87 ; 90 ; 91

Écol. : Picea II ; montagne sous conifères ; feuillus et conifères ; Vaccinio-Piceion ; conifères ; chênaie-charmaie + Picea et Abies ; conifères de substitution ; Picea + Fagus, Corylus, Picea ; Melico-Fagetum à faciès de chênaie-charmaie sur oligomull ; Picea abies II ; Abies ;

Rem. : Vellinga (2000, *Mycotaxon* 76 : 430 ; 2001, *Mycotaxon* 80 : 285-295) assimile ce taxon européen à *L. magnispora* Murrill, tout en répartissant les récoltes – d’après les données moléculaires – en trois populations, l’une américaine [qui correspondrait à *L. magnispora*], la seconde européenne [notre *L. ventriosospora*], la troisième asiatique [qui serait *L. ventriosospora* var. *umbrinosquamosa* (Hongo) M. Bon – vraisemblablement confirmée au rang spécifique, par ces arguments] ; son étude tendrait, au contraire, nous semble-t-il, à confirmer l’indépendance spécifique des trois taxons [l’interprétation peut être opposée, aux yeux des molécularistes, comme l’explique Vellinga (2001 : 286)] ; nous avons finalement opté pour l’épithète la plus large (voir Courtecuisse *et al.* 2018, p. 26). Une seule récolte pour Andigny, le 28 septembre 2017, avec M. le professeur Courtecuisse, parcelle 7. Remarquons que dans l’inventaire régional, il est noté sous conifères, or la parcelle 7 est une parcelle de feuillus !

***Lepista glaucocana* (Bresadola) Singer, 1951(,1949’), Lilloa 22, p. 193**

Ill. : Courtecuisse & Duhem (1994) *Guide des champignons de France et d’Europe*, n° 423 (icon.) ; Eyssartier & Roux (2011) *Le guide des champignons. France et Europe*, p. 611 (photo) ;

Rép. : 01 ; 02 ; 04 ; 05 ; 08 ; 09 ; 10 ; 11 ; 14 ; 17 ; 20 ; 21 ; 24 ; 25 ; 29 ; 31 ; 38 ; 39 ; 41 ; 44 ; 45 ; 46 ; 49 ; 50 ; 51 ; 52 ; 59 (A. Pourtois, 1993) ; 60 ; 62 (< 1964) ; 64 ; 65 ; 67 ; 68 ; 70 ; 71 ; 72 ; 73 ; 74 ; 76 ; 77 ; 78 ; 79 ; 83 ; 89 ; 90 ; 91 ; 95*

Écol. : Fagus ; calcaire ; feuillus argilo-calcaires ; conifères de montagne ; allées herbeuses ; chênaie-charmaie ; feuillus ; feuillus + Pinus ; Picea abies ;

Rem. : espèce assez peu fréquente, évoquant un pied bleu (*L. nuda*) mais beaucoup plus pâle, à teintes pastel parfois très délicates. L’odeur typique du genre permet souvent de reconnaître cette espèce trompeuse.

***Leratiomyces squamosus* (Pers. : Fr.) Bridge & Spooner, in Bridge, Spooner, Beever & Park, 2008, *Mycotaxon* 103, p. 117 [!]**

***Psilocybe squamosa* (Pers. : Fr.) P.D. Orton, 1969, *Not. Roy. Bot. Gdn Edinburgh* 29(1), p. 80**

≡ *Stropharia squamosa* (Pers. : Fr.) Quélet, 1873, *Mém. Soc. ém. Montbéliard* II, 5, p. 348 [!] (*‘squamosus’*) (aussi Saccardo, 1887, *Syll. Fung.* 5, p. 1015 [*superfl.*])

Ill. : Courtecuisse & Duhem (1994) *Guide des champignons de France et d’Europe*, n° 1279 (icon.) ; Roux (2006) *Mille et un champignons*, p. 893 (photo) ; Eyssartier & Roux (2011) *Le guide des champignons. France et Europe*, p. 815 (photo – s.n. *Stropholoma*) ;

Rép. : 02 ; 03 ; 07 ; 08 ; 14 ; 20 ; 2B ; 22 ; 24 ; 25 ; 26 ; 27 ; 28 ; 29 ; 30 ; 35 ; 41 ; 42* ; 45 ; 48 ; 49^{LR4} ; 50 ; 51 ; 53^{LRS} ; 55 ; 56 ; 58 ; 59 ; 60 ; 61 ; 62 ; 64 ; 65 ; 66 ; 67 ; 68 ; 69 (Fichet / D. Lamoure, 1961) ; 71 ; 72 ; 74 ; 76 ; 77 ; 78 ; 80 ; 81 ; 83 ; 88 ; 89 ; 90

Écol. : litière de Fagus humide ; débris ligneux ; Fagus débris ; calcaire ; rarement graminicole sur Brachypodium ;

Rem. : espèce assez peu fréquente bien que venant parfois en grandes troupes. La morphologie de cette espèce est très particulière et elle ne connaît que peu de confusions possibles. Il faut penser éventuellement à la var. *thraustus* (Kalchbrenner) Bridge & Spooner, de couleur beaucoup plus soutenue et plus vive, dans les tons orangés.

***Leucocoprinus brebissonii* (Godey) Locquin, 1943, Bull. Soc. linn. Lyon 12, p. 41**

Ill. : Courtecuisse & Duhem (1994) *Guide des champignons de France et d'Europe*, n° 705 (icon.) ;

Rép. : 02 ; 03 ; 09 ; 12 ; 14^T ; 22 ; 24 ; 25 ; 26 ; 27 ; 29 ; 33 ; 35 ; 40 ; 42 ; 43 ; 44 ; 45 ; 49^{LR5} ; 50 ; 56 ; 59 ; 60 ; 61 ; 62 ; 64 ; 65 ; 66 ; 71 ; 72^{LR5} ; 76 ; 77 ; 78 ; 79 ; 80 ; 81 ; 85^{LR5} ; 86 ; 91

Écol. : feuillus et conifères ; pins ; pots de fleurs ; acacias acides ; sur accumulation d'écorces de *Pinus pinaster* compostées ; *Larix* ; chênaie-charmaie rudéralisée à *Robinia*, *Sambucus*, *Evonymus*, *Acer campestre* et *Populus* sur sables calcaires ; pot de fleur ;

Rem. : petite lépiote représentant sans doute l'espèce la plus courante de ce genre d'affinités thermophiles, voire tropicales. On la trouve assez fréquemment dans les forêts fraîches, sur sol plutôt riche. La récolte d'Andigny était la **première pour le département de l'Aisne** (citée par Courtecuisse *et al.*, 2018, p. 33).

***Macrocyttidia cucumis* (Pers. : Fr.) Josserand, 1934, Bull. Soc. mycol. Fr. 49, p. 373**

Ill. : Courtecuisse & Duhem (1994) *Guide des champignons de France et d'Europe*, n° 979 (icon.) ; Roux (2006) *Mille et un champignons*, p. 634 (photo) ; Eyssartier & Roux (2011) *Le guide des champignons. France et Europe*, p. 357 (photo) ;

Rép. : 01 ; 02 ; 03 ; 05 ; 07 ; 08 ; 09 ; 10 ; 14 ; 21 ; 22 ; 24 ; 25 ; 27 ; 29 ; 31 ; 32 (1972) ; 35 ; 37 ; 38 ; 39 ; 40 ; 41 ; 43 ; 44 ; 45 ; 49 ; 50 ; 51 ; 53 ; 54 ; 55 ; 56 ; 58 ; 59 ; 60 ; 61 ; 62 ; 63 ; 64 ; 65 ; 67 ; 68 ; 69 ; 70 ; 71 ; 73 ; 74 ; 76 ; 77 ; 78 ; 80 ; 82 (1880) ; 83 ; 84 ; 85^{LR3} ; 88 ; 90 ; 91

Écol. : conifères de montagne ; *Larix* ; chemin forestier ; orties sur un vieux mur d'usine ; *Pinus silvestris* + feuillus ; hêtraie-sapinière de montagne (Luzulo-Fagetum) ; hêtraie-sapinière eutrophisée par des bovins ; *Picea* ; feuillus ; Fago-Quercetum atlantique frais sur moder ; Equiseto-Abietetum à faciès de pessière sur mésomull ; débris de bois ; *Picea* + feuillus ; débris d'herbes ;

Rem. : cette espèce ne pose aucun problème de détermination (chapeau et pied veloutés, couleurs d'un brun chaud à rougeâtre remarquable, avec la marge piléique plus pâle, crème jaunâtre, et odeur remarquable de mastic ou d'huile de poisson) malgré sa position systématique qu'il a été difficile de préciser (une famille est spécialement dédiée à ce genre). Elle n'est pas fréquente, d'une manière générale, mais a été particulièrement abondante lors de la saison 2019, lors de laquelle nous l'avons trouvée à Andigny, au cours de la sortie de la SMNF du mois d'octobre.

***Macrolepiota konradii* (Huijsman ex P.D. Orton) Moser ex L. Vassiliev, 1973, Agar. Sl. Gr. Primorsk kr., p. 170 (aussi A. Marchand, 1971, *Champignons du Nord et du Midi*, p. 224 [inval.])**

Ill. : Courtecuisse, Priou & Boisselet (1986) DM 62 : 15 ; Guillemain (2002) FMDS 164 : 52 (photo P.-A. Moreau) ;

Rép. : 02 ; 03 ; 05 ; 06 ; 08 (M. Langlois, 1996) ; 09 ; 10 ; 11 ; 14 ; 15 ; 16 ; 17 ; 18 ; 21 ; 22 ; 24 ; 25 ; 27 ; 28 ; 29 ; 30 ; 31 ; 32 ; 33 ; 35 ; 36 ; 37 ; 38 ; 39 ; 40 ; 41 ; 43 ; 44 ; 45 ; 49^{LR4} ; 50 ; 51 ; 52 ; 53 ; 56 ; 58 ; 59 ; 60 ; 61 ; 62 ; 63 ; 64 ; 65 ; 66 ; 67 ; 68 ; 70 ; 71 ; 72^{LR3} ; 73 ; 74 ; 76 ; 77 ; 78 ; 80 ; 81 ; 83 ; 85 ; 86 ; 89 ; 91

Écol. : pré en lisière ; talus herbeux sous feuillus et conifères ; entrée de prairie ; jeunes Douglas sur Ilici-Fagetum (sur dysmoder) ; pelouse ; feuillus calcaires ; prairie ;

Rem. : Cette « grande lépiote » possède un revêtement diffracté en étoile, dont les branches atteignent souvent la marge piléique. Ce caractère est assez unique dans le genre et permet une reconnaissance assez aisée de l'espèce. Elle n'est pas très courante, en particulier dans les Hauts-de-France, bien qu'elle soit présente dans les 5 départements régionaux. Notre récolte à Andigny s'ajoute, pour l'Aisne, à une mention précédente, dans la région de Château-Thierry.

Marasmius torquescens Quélet, 1872, *Mém. Soc. ém. Montbéliard* II, 5, p. 221 [!]
[BASIONYME]

Ill. : Antonín & Noordeloos (1993) *I.c.*, p. 98 (sch.) ; Roux (2006) *Mille et un champignons*, p. 533 (photo) ; Eyssartier & Roux (2011) *Le guide des champignons. France et Europe*, p. 443 (photo) ;

Rép. : **01** ; **02** ; **03** ; **08** ; **09** ; **18** ; **25** ; **27** ; **31** (1896) ; **39** ; **43** ; **45** ; **46** ; **51** ; **58** ; **59** ; **60** ; **62*** ; **63** ; **65** ; **67** ; **68** ; **69** ; **70** ; **71[†]** ; **72** ; **73** ; **77** ; **86** ; **91** ;

Écol. : hêtraie ; Pinus nigra ; Fagus (feuilles) ; litière d'aiguilles de Picea en bois mêlé hygro-acidocline ; Stellario-Alnetum ; hêtraie sur scories volcaniques ; Phyllitido-Tilietum platyphylli ; hêtraie sur scories volcaniques ; Fagus ; Carpinus ; débris ligneux de Fagus ; Fagus (feuille) ;

Rem. : ce petit marasme forestier évoque assez fortement *M. cohaerens* mais il s'en distingue par le pied mat, prulineux. C'est une espèce peu fréquente, qui avait été récoltée auparavant dans l'Aisne en 2005.

Melanoleuca humilis (Pers. : Fr.) Patouillard, 1900, *Essai tax. Hyméno*, p. 159 [!]

Rép. : **01** ; **09** ; **14** ; **21*** ; **31** ; **34** (de Seynes) ; **39** ; **41*** ; **43** ; **49** ; **50** ; **68** ; **71** ; **77** (N. Martelli, 1991) ; **85** (herbier M. Bon)

Écol. : herbe en remblai ;

Melanoleuca leucophylloides (M. Bon) M. Bon, in M. Bon & Moreno, 1980, *Doc. Mycol.* 41, p. 40

Ill. : Courtecuisse & Duhem (1994) *Guide des champignons de France et d'Europe*, n° 439 (icon.) ; Roux (2006) *Mille et un champignons*, p. 388 (photo) ; Eyssartier & Roux (2011) *Le guide des champignons. France et Europe*, p. 531 (photo) ;

Rép. : **13** ; **22** ; **26** ; **29** ; **34^T** ; **38** ; **50** (A. Gérault) ; **59** ; **62** ; **74** ; **83** ; **85^{LR5}**

Écol. : Koelerion ; Quercus ilex ; Pinus pinaster ; Pinus sableux ; Betula sableux ou schisteux ; calcaire ; terrain calcaire, sous Pinus halepensis, Quercus coccifera, Cistus monspeliensis et C. albus ; Pinus halepensis ;

Rem. : à propos du genre *Melanoleuca* dans son ensemble, il faut signaler la grande difficulté taxonomique pour reconnaître les espèces. La clé de détermination de M. Bon a été utilisée pour obtenir les deux hypothèses ci-dessus. La première est crédible mais la seconde pose problème puisqu'il s'agit d'un taxon essentiellement inféodé aux zones littorales. La détermination de ces spécimens devra être reprise de manière plus approfondie, en utilisant également des publications plus récentes que nous n'avons pas eu le temps d'exploiter pour le moment.

Mycena adonis var. coccinea (Sow. → Quélet) Kühner, 1938, *Encycl. Mycol.* 10, p. 561

Rép. : **01** (A. Bidaud, 1992) ; **21** (Girard, 1933) ; **45** ; **62** ; **91** (R. Chalange, 2003)

Écol. : Picea ; sur branche morte de feuillu, tombée à terre, en phase de reconquête ligneuse fermée, sur ancienne pelouse calcicole (*Mesobromion erecti*) dominée par des arbustes calcicoles (*Cornus mas*, *Viburnum lantana*, etc.) et des essences feuillus post-pionnières (*Fraxinus excelsior*, *Acer campestre*) [*Prunetalia*]

Alt. :

Pér. : **7** ; **10**

Herb. : AB920767 ; GC00102407 ; RCh 03111301 ;

Rem. : cette magnifique, bien que minuscule, mycène a été découverte lors d'une sortie avec la SMNF, en octobre 2019. Il s'agit d'une variante à stipe coloré de *Mycena adonis*, dont le type possède un pied blanc. Bien que certains auteurs ne reconnaissent pas l'autonomie de cette variété, nous pensons pouvoir la conserver. Il est à noter qu'elle n'a pas été combinée jusqu'à présent dans le genre *Atheniella* où elle se range depuis 2012 (*Atheniella adonis* (Bull. : Fr.) Redhead, Moncalvo, Vilgalys, Desjardin & B.A. Perry, 2012, *Index Fungorum* 14, p. 1) ; cette combinaison pourrait être envisagée. Qu'on la considère séparément ou qu'on l'assimile au type, cette récolte est intéressante car il s'agit d'une espèce plutôt rare (qui ne peut pas passer inaperçue, malgré sa taille) que l'on trouve en situation hygrophile et moussue ; ses affinités sont peut-être plutôt continentales et il semble qu'elle soit **nouvelle pour l'Aisne**.



Figure 315. *Mycena adonis* var. *coccinea*. Dessin : G. Polesel

***Mycena amicta* (Fr. : Fr.) Quélet, 1872, *Mém. Soc. ém. Montbéliard* II, 5, p. 243 [!]**
 ('amictus') (: Fr.) Quélet

= *Mycena iris* (Berk.) Quélet, 1872, *Mém. Soc. ém. Montbéliard* II, 5, p. 243 [!]

III. : Courtecuisse & Duhem (1994) *Guide des champignons de France et d'Europe*, n° 549 (icon.) ; Robich (2003) *Mycena d'Europa*, p. 56 (photos), 58 (sch.) ; Roux (2006) *Mille et un champignons*, p. 561 (photo) ; Eyssartier & Roux (2011) *Le guide des champignons. France et Europe*, p. 403 (photo) ;

Rép. : 01 ; 03 ; 08 (P. Pirot, 1998 ; M. Langlois, 2001) ; 09 ; 11 ; 13 ; 14 ; 16 (Soc. mycol., 2005) ; 18 ; 20 ; 2B ; 22 ; 24 ; 25 ; 27** ; 29 ; 30 ; 34 ; 35 ; 36 ; 38 ; 39 ; 40 ; 41 ; 42 ; 43** ; 44 ; 45 ; 48 ; 49^{LR4} ; 51 ; 53* ; 56 ; 59 ; 61 ; 62 ; 63 ; 64 ; 65 ; 66 ; 68** ; 71 ; 73* ; 74 ; 76 ; 77 ; 78 ; 80 ; 81 ; 83 ; 85 ; 86 ; 88 ; 91

Écol. : aiguilles de Pinus + mousses ; Hippophaeo-Ligustretum sous Pinus ; Quercus ilex sur silice ; conifères de reforestation et de substitution ; Melampyro sylvatici et Homogyno alpinae-

Piceetum I ; litière d'Abies ; mulch de Pinus ; ; Luzulo-Fagetum + Picea ; Picea ; Abies alba ; Douglas jeune sur Ilici-Fagetum à dysmoder ; Equiseto-Abietetum à faciès de pessière sur mésomull ; Pinus pinaster sur humus brut ; Quercus ilex, Q. pubescens avec Pinus halepensis et P. maritima sur calcaire et bauxite ; à terre sous *Abies alba* ; aiguilles ; feuilles ; bois de Pinus uncinata ;

Rem. : Une récolte de ce mycène peu fréquent a été réalisée lors d'une sortie avec la SMNF en octobre 2019. L'écologie est conforme (pessière) mais il s'agit d'une espèce **nouvelle pour l'Aisne**. Elle est facile à reconnaître par les teintes glauques, voire verdâtres ou vertes de la marge piléique et par le stipe fortement pruineux sur toute sa longueur.

***Mycena cinerella* (P. Karsten) P. Karsten, 1879, Bidr. Känn. Finl. Nat. Folk 32, p. 113**

Ill. : M. Bon & Chevassut (1973) DM 9 : Courtecuisse & Duhem (1994) *Guide des champignons de France et d'Europe*, n° 590 (icon.) ; Roux (2006) *Mille et un champignons*, p. 571 (photo) ; Eyssartier & Roux (2011) *Le guide des champignons. France et Europe*, p. 385 (photo) ;

Rép. : **02 ; 08 ; 09 ; 10 ; 14 ; 18 ; 19 ; 22 ; 25 ; 27 ; 29 ; 34 ; 35 ; 43 ; 45 ; 48 ; 49^{LR3} ; 50 ; 54 ; 56 ; 57 ; 58 ; 59 ; 60 ; 61 ; 62 ; 65 ; 67 ; 68 ; 70 ; 71 ; 72 ; 74 ; 76 ; 77 ; 78 ; 79 ; 80 ; 81 ; 85^{LR4} ; 86 ; 91**

Écol. : Picea abies ; feuillus ; Quercus ilex / Pinus halepensis ; Pinus uncinata ; litière d'Abies ; pins acides ; Melico-Fagetum à faciès de chênaie-charmaie ; Fago-Quercetum atlantique frais ; pessière sur Equiseto-Abietetum ; Pinus silvestris + Fagus ; Carpinus ; Fagus ;

Rem. : Ce mycène est remarquable et facile à reconnaître par ses couleurs grises, ses lames décourrentes et sa forte odeur farineuse. Il s'agit d'une espèce plutôt rare ou peu fréquente, peut-être en régression. Il faudrait cependant confirmer cette hypothèse après l'avancée des travaux consacrés à la liste rouge régionale. Elle est signalée dans l'Aisne (Courtecuisse *et al.*, 2018) d'après des données d'archives non localisées. Notre récolte permet donc d'en situer géographiquement une mention pour le département.

***Mycena olida* Bresadola, 1881, Fungi Tridentini 1, p. 73**

Ill. : M. Bon & Chevassut (1989) DM 75 : 43 ; Courtecuisse & Duhem (1994) *Guide des champignons de France et d'Europe*, n° 610 (icon.) ; Robich (2003) *I.c.*, p. 369 (photo), 372 (photo micro), 373 (sch.) ; Eyssartier & Roux (2011) *Le guide des champignons. France et Europe*, p. 397 (photo) ;

Rép. : **01 ; 02 ; 09 ; 14 ; 18 ; 21 ; 22 ; 24 ; 25 ; 29 ; 33** (Bombannes, 2005) ; **34 ; 38 ; 39 ; 44 ; 49 ; 52 ; 53^{LR3} ; 58^{LR} ; 59** (X. & C. Beauvillain / R. Courtecuisse, 1991) ; **60 ; 62 ; 63 ; 65 ; 67 ; 68 ; 72 ; 76 ; 77 ; 80 ; 84 ; 85^{LR4} ; 86 ; 88 ; 91** (R. Chalange, 2003)

Écol. : Mahonia ; feuillus (tronc moussu) ; Fraxinus debout ; tronc plus ou moins pourri ;

Rem. : bien que cette espèce soit donnée « commune » (Courtecuisse *et al.*, 2019), elle n'avait **jamais été récoltée dans l'Aisne avant nos trouvailles** de 2017 et 2018 à Andigny. Comme pour *M. adonis* (voir ci-dessus), ce taxon n'a pas encore été recombinaison suite aux remaniements très importants du groupe des mycènes. Elle s'inscrit dans le genre *Phloeomana* Redhead, 2013, par exemple aux côtés de *Phloeomana speirea*. Il s'agit de mycènes à spores non amyloïdes et aux lames volontiers décourrentes. Il semble que l'assimilation de cette espèce européenne avec *Mycena minutula* Saccardo (espèce américaine, dont le nom est basé sur *Agaricus minutulus* Peck, illégitime) ait été proposée et l'Index Fungorum donne comme nom retenu pour ce champignon ***Phloeomana minutula* (Saccardo) Redhead, 2016, Index Fungorum 290, p. 1**. Il faudrait s'assurer que des comparaisons génomiques aient été réalisées sur les types de ces deux espèces pour accepter cette synonymie transcontinentale.

***Mycena pearsoniana* Dennis ex Singer, 1959 ('1958'), Sydowia 12, p. 233**

Ill. : Courtecuisse & Duhem (1994) *Guide des champignons de France et d'Europe*, n° 604 (icon.) ;

Rép. : **01 ; 02 ; 03 ; 14** (R. Courtecuisse, 2001) ; **22 ; 24 ; 29 ; 31 ; 37 ; 43 ; 45 ; 49 ; 51 ; 59 ; 60 ; 61 ; 62 ; 64 ; 66 ; 68** (D. Doll / P. Hertzog) ; **72 ; 73 ; 74 ; 76 ; 80 ; 85 ; 86 ; 91** (2004) ; **94*** (H. Romagnesi)

Écol. : feuillus ; *Pseudotsuga menziesii* ;

Rem. : nous signalons « l'oubli » de cette espèce dans l'inventaire régional (Courtecuisse *et al.*, 2019). Sa « fiche » a sans doute sauté lors de la mise en page finale, pour une raison inconnue. Sans être très rare, ce taxon n'est pas très répandu et on le reconnaît, dans le groupe de *Mycena pura*, à ses couleurs un peu plus purpurines que lilacines ou bleutées et à ses lames décurrentes. L'espèce était déjà connue pour l'Aisne.

***Mycena polyadelpha* (Lasch) Kühner, 1938, *Encycl. Mycol.* 10, p. 262**

Ill. : Robich (2003) *Mycena d'Europa*, p. 553 (photo M. Moser), 554 (sch.) ; Eyssartier & Roux (2011) *Le guide des champignons. France et Europe*, p. 383 (photo) ;

Rép. : **08** (D. Capitain, 1998, 2001, 2004) ; **09** ; **22** ; **24** ; **25** ; **27** ; **29** ; **43** ; **45** ; **49^{LR4}** ; **59** (R. Courtecuisse, 2000) ; **68** (SMF, 2003) ; **70** ; **74** ; **76** ; **77** ; **78** ; **80** ; **81** ; **84** ; **85^{LR3}** ; **86** ; **91** (R. Chalange, 2003)

Écol. : Quercus (feuilles) IV [quelques données sur feuilles de Fagus, mais douteux !] ; Quercus (feuille) ;

Rem. : cette minuscule espèce blanche ou très pâle, à lames largement adnées, est très rare dans la région des Hauts-de-France (et très peu fréquente à l'échelle nationale). Elle est **nouvelle pour l'Aisne**.

***Mycena rhenana* Maas Geesteranus & Winterhoff, 1985, *Zeitschr. f. Mykol.* 51(2), p. 247 [Type : Allemagne]**

Ill. : Courtecuisse & Duhem (1994) *Guide des champignons de France et d'Europe*, n° 547 (icon.) ; Robich (2003) *Mycena d'Europa*, p. 74 (photo P.-A. Moreau), 76 (photos micro), 77 (sch.) ;

Rép. : **02** (C. Lécuru, 2008) ; **25** (J.-M. Cugnot, 2006) ; **59** (C. Lécuru / P.-A. Moreau, 2004) ; **62** ; **65** (2004) ; **67** (P. Laurent) ; **68** (P. Hertzog ; P. Laurent) ; **71** ; **73** (M. Meyer, 2001) ; **78** (P.-A. Moreau, 1997) ; **85^{LR4}** (R. Pacaud, 1996)

Écol. : *Alnus glutinosa* (strobile dans les sphaignes) ;

Rem. : ce petit mycène possède une écologie très spécialisée et c'est bien sur strobile sec d'*Alnus* que nous l'avons récoltée à Andigny. Sa détermination est facilitée par cette spécialisation d'habitat. Elle était connue de l'Aisne pour une récolte antérieure de 2008 mais elle reste intéressante à signaler, étant peu fréquente (ou passant inaperçue) dans la région des Hauts-de-France.

Myochromella

***Tephroclype boudieri* (Kühner & Romagnesi) Derbsch, 1977, *Zeitschr. f. Pilzk.* 43(2), p. 186 (aussi Moser, *in* H. Gams, 1978, *Kl. Kryptogamenfl.* 11b/2, Ed. 4, p. 133 [**superfl.**])**

Ill. : Courtecuisse & Duhem (1994) *Guide des champignons de France et d'Europe*, n° 487 (icon.) ;

Rép. : **01** ; **02** ; **08** ; **09** ; **21** ; **25** ; **27** ; **29** ; **38** ; **39*** ; **49^{LR4}** (J. Mornand, 1980) ; **52** ; **59** ; **60** ; **62** ; **63** ; **67** ; **68** ; **73** ; **74** ; **76** ; **77** ; **80** ; **91**

Écol. : Quercus ; Fagus / Picea ; Fago-Quercetum atlantique frais sur moder ; Equiseto-Abietetum à faciès de pessière sur mésomull ; Picea ;

Rem. : ce tephroclype de reconnaissance relativement aisée a été découvert à Andigny lors d'une sortie avec la SMNF en octobre 2019. Il n'est pas fréquent et la base régionale (Base HDF, accessible sur Internet) n'en comporte que des mentions pour le Pas-de-Calais. Il avait été cependant récolté dans l'Aisne précédemment (forêt de Saint-Gobain en particulier). Comme cela est signalé dans l'inventaire régional (Courtecuisse *et al.*, 2018), la taxonomie de ce groupe reste problématique ainsi que sa nomenclature et il serait

intéressant, dans l'éventualité d'une étude d'ampleur sur cette question et sur ce groupe, d'inclure nos spécimens pour résoudre ces questions. Il est possible que le basionyme *Tephrocybe albofloccosa* Orton doive, à terme, être utilisé pour ces récoltes.

***Phaeocollybia arduennensis* M. Bon, 1979, *Doc. Mycol.* 35, p. 42 [BASIONYME]**

Ill. : M. Bon (1992) DM 84, p. pl. 1-D (photo couleur J. Vast) ;

Rép. : 02 ; 08^T ; 09 ; 22 ; 25 ; 29 ; 45 (A. Péricouche, 2000) ; 59 ; 62 ; 65 ; 67 ; 68 ; 73 ; 76 ; 80

Écol. : Picea + mousses ; Vaccinio-Piceion ; Vaccinio-Piceion subalpin acide ;

Rem. : notre trouvaille, effectuée le 12 octobre 2017 sous Picea, est remarquable à plusieurs titres. Tout d'abord, l'espèce n'était pas connue du département de l'Aisne et il s'agissait de la **première mention pour ce territoire** (cette donnée a été publiée *in* Courtecuisse *et al.*, 2018). Toutefois, d'autres récoltes très proches, dans le département du Nord étaient connues, en particulier en forêt de Bois-l'évêque, dans le Nord (R. Courtecuisse, 1996, qui était alors la première récolte pour les Hauts-de-France – Nord – Pas-de-Calais à l'époque). C'est donc une espèce rare, très peu signalée (elle est toujours absente de l'Oise à l'échelle de notre région et la seule mention enregistrée pour le moment dans la base mycologique HDF est la nôtre). Par ailleurs, elle contribue à la bio-indication du caractère continental à submontagnard de la forêt d'Andigny (voir la présentation du site), avec d'autres espèces comme *Hydropus subalpinus*, etc... Décrite des Ardennes, elle est aussi présente dans plusieurs massifs de basse à moyenne montagne en France et, par ailleurs, dans quelques stations planitiaires toujours à tonalités continentale (plantations fraîches et plutôt acidophiles d'épicéas).



Figure 316. *Phaeocollybia arduennensis*. Photo : R. Courtecuisse.

***Phleogena faginea* (Fr. : Fr.) Link, 1833, *Handb. Gewächse* 3, p. 396**

Rép. : 02 ; 03 ; 08 ; 14 ; 22 ; 24 ; 27 ; 39 ; 41 ; 44 (J. Beller, F. Candoussau & M. Chassain, 1970) ; 45 ; 49 ; 50 ; 51 ; 57 ; 59 ; 62 ; 66 ; 67 ; 68 ; 76 ; 77 ; 78 ; 79 ; 80 ; 85 ; 88 ; 91

Écol. : Quercus III ; Fagus VII ; feuillus (bois) ; tronc pourri de Fagus, dans un nœud vide ; Corylus ;

Rem. : cette petite espèce mérite une mention pour sa relative rareté (elle semble inconnue dans le département de l'Oise, à l'échelle régionale – voir Courtecuisse *et al.*, 2018), pour ses caractéristiques remarquables (petite taille, aspect de Myxomycète, odeur forte de bouillon-cube ou de réglisse, microscopie d'Auriculariales à spores sessiles) et pour sa discrétion (petites têtes stipitées, parfois minuscules) sur le bois décortiqué, souvent encore debout. L'espèce était déjà recensée dans l'Aisne depuis 2005.

Phloeomana alba

***Mycena alba* (Bresadola) Kühner, 1938, *Encycl. Mycol.* 10, p. 594**

Ill. : Courtecuisse & Duhem (1994) *Guide des champignons de France et d'Europe*, n° 611 (icon.) ; Robich (2003) *l.c.*, p. 361 (photo + photo micro), 362 (sch.) ; Eyssartier & Roux (2011) *Le guide des champignons. France et Europe*, p. 385 (photo D. Borgarino) ;

Rép. : « Plan d'Oregon » (G. Robich, 1999) ; **02** ; **08** (D. Capitain, 2000, 2004, 2005) ; **09** ; **10** ; **13** ; **14** ; **16** (P. Tanchaud, 2005) ; **22** ; **24** ; **25** ; **39** ; **43** ; **49** ; **58** ; **59** (R. Courtecuisse, 1988) ; **61** ; **62** ; **66*** ; **68** (D. Doll / P. Hertzog) ; **69** ; **70** ; **72** ; **77** ; **80** ; **81** ; **83** ; **84** ; **85^{LR4}** ; **86** ; **90** ; **91** (R. Chalange, 2003)

Écol. : Tilia ; Robinia (écorce) ; litière d'aiguilles de Pinus (66*) ; tronc ; Quercus ;

Rem. : Courtecuisse *et al.* (2018) indiquent qu'il s'agit d'un des mycènes corticoles les plus rares et donnent cette espèce à rechercher. Notre récolte était la **première pour le département de l'Aisne**.

***Pholiotina velata* (Velenovsky) Hausknecht, 1999, *Czech Mycology* 51(1), p. 66**

= *Pholiotina appendiculata* (J.E. Lange & Kühner) Singer, 1936, *Beih. Bot. Centralbl.* B56, p. 170 [*inval.*] ex Singer, 1973, *Beih. Sydowia* 7, p. 79 (aussi ex R. Courtecuisse, 1985, *Doc. Mycol.* 61, p. 47 [*superfl.*])

Ill. : Courtecuisse & Duhem (1994) *Guide des champignons de France et d'Europe*, n° 1317 (icon.) ; Enderle (2000) *Micologia* 2000, p. 173 (photo + sch.) ; Hausknecht (2009) *Fungi Europaei* 11, p. 614 (sch.), p. 866 (photo K.F. Reinwald), p. 867 (photos), pl. 43 a, b (icônes) ;

Rép. : **02** ; **09** (G. Corriol, 2005) ; **22** ; **29** ; **31** ; **38** ; **48** ; **49** ; **58** ; **59** ; **62** ; **63** ; **65** ; **66** ; **68** ; **73** (Soc. mycol. Chambéry, 2001) ; **76** (J.-C. Malaval, 1985) ; **77** ; **78** ; **85** ; **90**

Écol. : bouse (66) ; débris végétaux ; Stellario-Alnetum ; Melico-Fagetum à faciès de chênaie-charmaie sur oligomull ; Luzulo niveae-Fagetum sylvaticae ;

Rem. : espèce peu fréquente, déjà connue de l'Aisne mais dont notre récolte constitue la seconde station pour le département. Il est prudent de vérifier les récoltes au microscope dans ce groupe, en particulier pour distinguer *P. dentatomarginata*.

***Pluteus brunneoradiatus* J. Bonnard, 1987, *Mycol. Helvet.* 2(2), p. 141 [Type : Suisse]**

Ill. : Duchemin (2000) *DM* 116 : 34 (photo) ;

Rép. : **02** ; **09** ; **14^{cf}** (T. Duchemin, 1998) ; **25** (D. Sugny) ; **59** ; **61** (expo Bellême 1993 + T. Duchemin, 1999) ; **62** ; **65** (1997) ; **68** (P. Hertzog) ; **74^{aff}** (P. Roux, 1998) ; **80**

Écol. : conifère ; Alnus glutinosa ; Fraxinus ; Betula cf. verrucosa ; Quercus sp. ; feuillu ; Populus sp. ;

Rem. : cette espèce appartient au groupe de *P. cervinus*, chef de file des *Pluteus* de la section *Pluteus* aux couleurs brunes à brun-gris. Ce groupe est très difficile, sinon impossible, sur le terrain et la vérification au microscope doit être faite systématiquement pour toute récolte semblant atypique ou quelque peu divergente des formes les plus caractéristiques. La microscopie distingue *P. brunneoradiatus*, de même que l'aspect du chapeau. Notre récolte, déjà signalée in Courtecuisse *et al.* (2018) était la **première pour le département de l'Aisne**. Il est à noter qu'il existerait des intermédiaires embarrassants entre *P. cervinus* (cheilo. courtes et sphéropédunculées) et *P. brunneoradiatus* (boucles + dans l'hyménium et chapeau fibrilleux) selon T. Duchemin (notes de l'inventaire national).

***Pluteus curtisii* (Berk. & Br.) Saccardo, 1887, Syll. Fung. 5, p. 675**

Ill. : Courtecuisse & Duhem (1994) *Guide des champignons de France et d'Europe*, n° 863 (icon.) ;

Rép. : 09 ; 18 ; 22 ; 24 ; 25 ; 39 ; 43 ; 49 ; 59 ; 62 ; 66 ; 67 ; 68 ; 71 ; 85^{LR4} ; 91

Écol. : *Fraxinus excelsior* (souche très pourrie) ; *Populus* (souche) ; *Castanea* ; Maquis ; *Betula* ; sur bois de feuillus en hêtraie-chênaie acidiphile atlantique à houx (*Fago-Quercetum*) de race atlantique ; souche ;

Rem. : cet autre groupe de la section *Pluteus*, constitué par des espèces de couleurs pâles à blanchâtres, est tout aussi difficile que le précédent. La microscopie se révèle moins discriminante que précédemment et l'étude moléculaire des récoltes est souhaitable. Un travail est d'ailleurs en cours sur ce sujet (P.-A. Moreau) et nos récoltes contribueront à l'échantillonnage de cette étude. Pour le moment, *P. curtisii* n'est pas recensé positivement dans l'inventaire régional (Courtecuisse *et al.*, 2018) et il y est présenté comme un synonyme possible de *P. petasatus*. Nous avons suivi les clés de Citérin & Eyssartier pour arriver à ce résultat provisoire, néanmoins intéressant. Il est à noter qu'une récolte de l'Aisne, datée de 1998 (sortie SMNF, données d'archive) avait également été déterminée *P. curtisii*. Si l'espèce existe réellement, elle semble bien présente dans le département de l'Aisne.

***Pluteus hispidulus* (Fr. : Fr.) Gillet, 1876, Les Hyménomycètes, p. 391 [!]**

Ill. : Romagnesi (1937) *l.c.* : 134 (sch.) ; Courtecuisse & Duhem (1994) *Guide des champignons de France et d'Europe*, n° 866 (icon.) ; Roux (2006) *Mille et un champignons*, p. 1035 (photo) ; Eyssartier & Roux (2011) *Le guide des champignons. France et Europe*, p. 263 (photo) ;

Rép. : 02 ; 03 ; 08 (M. Langlois, 1999, 2000) ; 09 ; 14 ; 18 ; 22 ; 25 ; 27 ; 33 ; 36 (P. Roux, 2000) ; 49^{LR2} ; 53^{LR4} ; 55 ; 56 ; 57 ; 59 (R. Courtecuisse, 1987) ; 60 ; 61 ; 62 ; 64 ; 66 ; 67 (G. Ouvrard, ~~xxxx~~) ; 68 ; 72^{LR3} ; 73 ; 76 ; 77 ; 80 ; 83 ; 85^{LR2} ; 90 ; 91

Écol. : sol boueux sous feuillus ; *Fagus* (bois pourri) ; châtaigneraie ; prairie d'altitude ; tronc de *Betula* ;

Rem. : cette minuscule espèce est très rare, si bien qu'elle puisse facilement passer inaperçue. Elle était connue dans l'Aisne, d'une récolte d'archive de la SMNF (sortie en 1998). Notre récolte en constitue la seconde mention pour le département.

***Pluteus mammifer* Romagnesi, 1979 ('1978'), Bull. Soc. mycol. Fr. 94(4), p. 375**

Ill. : Romagnesi (1978) *l.c.* : 375 ;

Rép. : 02 ; 15 (P.-A. Moreau) ; 18 (G. Corriol, 2001) ; 25 ; 33 ; 44 ; 45 ; 49 (G. Ouvrard / conf. Romagnesi, 1989) ; 59 (C. Lécuru / R. Courtecuisse, 2002) ; 60^T (H. Romagnesi, 1961) ; 61 ; 62 ; 79 ; 88 (SMF, 2003) ; 91 (R. Chalange, 2003)

Écol. : sur fragments de bois tombés à terre, sous *Fagus* et *Carpinus* ou sur le sol humide ; bois mort humide ; sur tronc de chêne en hêtraie-chênaie acidiphile atlantique à houx (*Fago-Quercetum*) de race atlantique ;

Rem. : cette espèce est plus méconnue que rare. Il s'agit d'un taxon du groupe de *P. phlebophorus* mais à chapeau singulièrement mamelonné et peu ridé. Le type provient du département de l'Oise et notre récolte, signalée *in* Courtecuisse *et al.*, 2018, était la **première pour le département de l'Aisne.**

***Pluteus pouzarianus* Singer, 1983, *Sydowia* 36, p. 283**

Ill. : Duchemin (2000) *DM* 116 : 35 (photo) ; Roux (2006) *Mille et un champignons*, p. 1031 (photo) ; Eyssartier & Roux (2011) *Le guide des champignons. France et Europe*, p. 265 (photo) ;

Rép. : **02** ; **09** ; **14** ; **20** (S. Roux / P. Roux, 2000) ; **22** (D. Réaudin, 2000) ; **25** ; **39** (NMV, 1996) ; **43** (P. Roux, 1999) ; **57** (G. Trichies, 1997) ; **59** (J.-C. Jakubowski / R. Courtecuisse, 2002) ; **62** (A. Flahaut, 2000) ; **65** ; **68** (P. Hertzog) ; **74** ; **80** ; **85** ; **91**^{RR}

Écol. : conifères de reforestation ou de substitution ; conifères , *Picea* II ; *Abies* ; *Abies alba* ; branche tombée d'épicéa ; sciures ;

Rem. : Appartenant au groupe de *P. cervinus* évoqué plus haut (voir *P. brunneoradiatus*), cette espèce est moins problématique dans la mesure où elle est spécialisée sur substrat résineux. Il est cependant toujours prudent de vérifier l'identification au microscope, d'autres espèces du groupe pouvant s'égarer sur conifères également. Notre récolte, signalée *in* Courtecuisse *et al.* (2018), était la **première pour le département de l'Aisne**.

***Psathyrella cotonea* (Quélet) Konrad & Maublanc, 1949 ('1948'), *Encycl. Mycol.* 14, p. 126**

Ill. : Romagnesi (1982) *SMF* 98(1) : 59, 60 ; Courtecuisse & Duhem (1994) *Guide des champignons de France et d'Europe*, n° 797 (icon.) ; Fouchier (2000) *FAMM* 17 : 6 (photo) ;

Rép. : **01** (D. Lamoure, 1963) ; **03** ; **07** ; **08** ; **12** ; **14** ; **16** ; **22** ; **24** ; **25** ; **27** ; **28** ; **29** ; **31** ; **34** ; **38** ; **39** ; **41** ; **43** ; **44** ; **49**^{LR4} ; **50** ; **56** ; **59** (M. Bon, 1969...) ; **60** ; **61** ; **62** (A. Flahaut, 2000) ; **66** (< 1988) ; **67** ; **68** ; **70** ; **71**^{LR} ; **72**^{LR4} ; **73** ; **76** ; **77** ; **78** ; **80** ; **83** ; **85**^{LR3} ; **88** ; **90** ; **91** (2004)

Écol. : souche de feuillus ; *Fagus* ; parfois à terre près souches ; souche de feuillu dans une vieille forêt ; souche ; feuillu (souche) en plaine ; conifère (souche) en montagne ; calcaire ; souche de *Picea* ;

Rem. : cette psathyrelle, du groupe des *Pseudostropharia* est relativement rare. Elle est bien caractérisée par son revêtement un peu laineux et son pied jaune en bas. La récolte d'Andigny était la seconde pour le département de l'Aisne, l'espèce ayant été récoltée auparavant lors d'une sortie de la SMNF (en 1998). N'a pas été retrouvée

***Psathyrella laevisissima* (Romagnesi) Moser ex Singer, 1969, *Beih. Nova Hedwigia* 29, p. 197**

Ill. : Romagnesi (1975) *SMF* 91(2) : 185 (sch.) ; Eyssartier & Roux (2011) *Le guide des champignons. France et Europe*, p. 905 (photo) ;

Rép. : région parisienne [Romagnesi (1975) *SMF* 91(2) : 185] ; **01**^{cf} ; **02** ; **03** ; **09** ; **19** ; **20** ; **2B** ; **22** ; **24** ; **29** ; **32** ; **33** ; **40** ; **50** ; **59** ; **60** ; **61** ; **62** ; **65** ; **70** ; **76** (Orpington Field Club, 1998 – forêt d'Eu) ; **77** ; **80** ; **85** ; **86** (J.-L. Surault, 1993) ;

Écol. : *Quercus* (bois) (76cf) ; en grande troupe ou en touffes sur les grosses branches tombées, les troncs, les souches d'arbres feuillus (*Quercus*, etc.) ;

Rem. : petite espèce très proche de la très banale *P. piluliformis* ; elle s'en distingue non seulement par sa taille mais aussi par son chapeau beaucoup plus ridé crispé en surface et son voile plus réduit. Un contrôle microscopique est souhaitable (cystides mucronées) car l'évolution chorologique de cette espèce est intéressante à suivre (et donc validation indispensable des identifications). En effet, bien qu'elle ait été repérée par H. Romagnesi dans les années 1950, elle était quasiment inconnue jusqu'au début des années 2000 ; depuis, elle semble en progression tant en termes de surface occupée (de plus en plus de départements la mentionnent) qu'en fréquence. Dans les Hauts-de-France, elle est devenue relativement courante et il n'y a plus de saisons sans qu'on la rencontre plusieurs fois. Dans l'Aisne, l'espèce avait été signalée par Romagnesi lui-même en 1959

(Courtecuisse *et al.*, 2018, p. 331) mais notre récolte d'Andigny en constituerait la seconde trouvaille.

***Psathyrella lutensis* (Romagnesi) Moser ex Watling & Richardson**, 1970, *Bull. Brit. Mycol. Soc.* 4, p. 98 (aussi Moser ex Romagnesi, in M. Bon, 1982, *Doc. Mycol.* 48, p. 52 [*superfl.*])

Ill. : Romagnesi (1975) SMF 91(2) : 192, 193 (sch.) ; Courtecuisse & Duhem (1994) *Guide des champignons de France et d'Europe*, n° 810 (icon.) ; Tassi (1994) SMF 110(2) : Atlas pl. 287 (sch. + icon. G. Tassi) ; Arnolds (2003) *Fungi non delineati* 26, p. 40 (ico.), 49 (sch.) ;

Rép. : « région parisienne » [Romagnesi (1975) SMF 91(2) : 194 – nombreuses récoltes] ; **01** ; **02** ; **09** ; **14** ; **22** ; **24** ; **25** ; **29** ; **32** ; **35** ; **43** ; **44** ; **45** ; **50** ; **58** ; **59** ; **60** ; **62** ; **72** (F. Farcy, 2005) ; **74** ; **77** ; **80** ; **83** (V. Dumas, 2003) ; **85**^{LR4} ; **88** (SMF, 2003) ; **91** ; **95** (Galland, 1971, *Rev. Mycol. (Paris)* 36(3-4) : 158, récolte de 1966) ;

Écol. : chemin ; panne dunaire tourbeuse ; bord de marécage ; fond herbeux d'une mare à sec ; *Salix* dans la boue ; *Populus nigra* ; chemin sous feuillus ; dans les endroits marécageux, mares en voie d'assèchement, fossés boueux, ornières herbeuses des chemins forestiers glaiseux ; tourbière plusôt alcaline, sur la tourbe nue ; saulaie et roselière en mégaphorbiaie ; marais herbeux et souches de *Populus* ; saulaie fangeuse ; champ d'olivier ; talus ; zone humide près d'un étang avec *Betula* et *Salix* avec quelques *Pinus silvestris* ;

Rem. : espèce peu fréquente des borbiers et ornières. Elle n'est pas rare mais suffisamment peu récoltée pour être mentionnée ici. Sa récolte dans une ornière, à proximité d'une tourbière située en contrebas d'une parcelle d'épicéas, se trouve dans une écologie compatible avec l'espèce bien que peu typique. Le contrôle microscopique, toujours indispensable chez les psathyrelles est ici rapide et facilité par les remarquables excréments des cheilocystides, verdissant à l'ammoniaque.

***Psathyrella pellucidipes* (Romagnesi) Galland ex Moser**, in H. Gams, 1978, *Kl. Kryptogamenfl.* 11b/2, Ed. 4, p. 268

Ill. :

Rép. : **29** ; **43** (A. Charret / P. Roux, 1994) ; **57** ; **59** (C. Lécuru, 1997) ; **60**^T ; **62** (R. Courtecuisse, 1983) ; **77** ; **78**

Écol. : lisières herbeuses ; taillis sur sable à *Populus tremula* ;

***Psathyrella polycystis* (Romagnesi) Moser ex Kits van Waveren**, 1976, *Persoonia* 8(4), p. 393 (aussi Romagnesi, 1982, *Bull. Soc. mycol. Fr.* 98(1), p. 18 est [*inval.*] et Romagnesi, in M. Bon, 1983('1982'), *Doc. Mycol.* 48, p. 52 [*superfl.*])

Ill. : Romagnesi (1982) SMF 98(1) : 19, 20 ;

Rép. : **01**^{cf} ; **02** ; **39** (NMV, 1996) ; **50** ; **54** ; **62** (M. Bon, 1994 ; A. Flahaut, 2000) ; **68** ; **77** (N. Martelli, 1984, 1990) ; **85** (J.-Y. Jutard, 2002) ; **89**^T (H. Romagnesi, 1940) ; **94**

Écol. : branche tombée dans la mousse, sous *Fraxinus*, *Robinia*, *Populus* ; fragments de bois enfouis sous *Fagus* ;

Rem. : ces deux espèces peuvent porter le même commentaire. Il s'agit de taxons du groupe de *P. microrhiza*, que l'on ne peut déterminer qu'au microscope. Leur découverte est donc liée au contrôle systématique des récoltes de ce groupe, quasiment impossible macroscopiquement. Si *P. polycystis* était déjà connue de l'Aisne (récolte R. Courtecuisse, en 1999), ***P. pellucidipes* est nouvelle pour ce département.**

Ripartites serotinus Einhellinger, 1973, *Ber. Bayer. Bot. Ges.* 44, p. 41

Ill. : Courtecuisse, Priou & Boisselet (1986) *l.c.* : 20 ; Courtecuisse & Duhem (1994) *Guide des champignons de France et d'Europe*, n° 434 (icon.) ;

Rép. : **27** (1991) ; **45** ; **56** (R. Courtecuisse, **1985**)

Écol. : charbonnière sous conifères ;

Rem. : récolte très intéressante, dans un groupe à la taxonomie assez confuse (voir Courtecuisse *et al.*, 2018, p. 303). Il s'agit d'une espèce dont les sporophores sont de petite taille (moins de 1 cm) et souvent tardifs. Les premières récoltes nationales sont récentes (1985, dans le Morbihan, par RC *et coll.*) et dans la région, elle n'est signalée que dans le Nord (récoltes P.-A. Moreau, 2013 et 2014, signalées *in* Courtecuisse *et al.*, 2018). Nous avons retrouvé ultérieurement à notre récolte initiale (vérifiée) plusieurs « petits » *Ripartites*, mais ils appartenaient selon toute vraisemblance à une autre espèce (*R. metrodii*, qui peut être aussi de taille assez réduite). L'espèce est **nouvelle pour le département de l'Aisne**.

Russula adalbertii Reumaux, P. Moëgne-Loccoz & Bidaud, *in* Reumaux, Bidaud & P. Moëgne-Loccoz, 1999, *Fungi non delineati* 8, p. 5

Ill. : Reumaux (1999) *l.c.* : 6 (sch. + icon. P. Moëgne-Loccoz) ;

Rép. : **08^T** ; **59** ; **62**

Écol. : bosquet de pins sylvestres mêlés de quelques *Picea* ;

Rem. : ce taxon méconnu appartient au groupe de la banalissime *R. nigricans*, ce qui explique sans doute qu'on passe probablement facilement « à côté »... Il s'agit d'une « *nigricans* » à lames très légèrement moins espacées mais surtout assez colorées de crème, parfois à nuance rosâtre (en tout cas non blanches). Ce taxon de création récente (renommé d'après une interprétation de l'icône de Ricken – Adalbert de son prénom – de *R. nigricans*) commence à être trouvé dans diverses régions françaises. Pour les Hauts-de-France, elle est certifiée pour le Nord et pour le Pas-de-Calais. Elle est **nouvelle pour le département de l'Aisne**.

Russula albonigra f. pseudonigricans Romagnesi ex Romagnesi, 1967, *Les Russules d'Europe et d'Afrique du Nord*, p. 200

Ill. : Sarnari (1998) *Monogr.* 1, p. 181 (photo) ;

Rép. : **02** ; **09** ; **18** ; **21** ; **43** ; **52** ; **59** ; **60** ; **62** (R. Courtecuisse, 1993) ; **65** ; **71** ; **73** ; **85**

Écol. : Abies ; charmaie-chataigneraie sur calcaire décalcifié ;

Rem. : cette forme particulièrement rougissante de *R. albonigra* en conserve tous les autres caractères. Elle est rare et notre récolte, signalée *in* Courtecuisse *et al.*, 2018 (p. 416) en était la **première pour le département de l'Aisne**.

Russula anatina Romagnesi ex Romagnesi, 1967, *Les russules d'Europe et d'Afrique du Nord*, p. 306

Ill. : Bon (1970) *Rev. Mycol.* [Paris] : 233 (sch.) ; Sarnari (1998) *Monogr.* 1, p. 337, 339 (photos + sch.) ; Ferville (2002) *l.c.* : 10 (photo), 13 (sch.) ;

Rép. : **01** (A. Bidaud, **1981**) ; **06** ; **11** ; **12** ; **14** ; **21** ; **22** ; **24** ; **25** ; **27** ; **29** ; **35** ; **41** ; **44** ; **45** ; **49** ; **50** ; **54** ; **56** (SMF, 2002) ; **57** ; **58^{LR}** ; **59** ; **61** ; **62** ; **63** ; **65** ; **67** ; **68** ; **71^{LR}** ; **72** ; **73** ; **74** ; **76** ; **77** ; **79** ; **80** ; **85^{LR4}** ; **91**

Écol. : feuillus argilo-calcaires, *Betula* ; taillis de chênes sur calcaire ; feuillus ; chênaie-charmaie ; *Picea* + *Betula* et *Fagus* ; *Quercus* + *Castanea* ; *Picea* + *Fagus* ; herbe en lisière de forêt, sous *Quercus*, près d'un petit ruisseau ;

Rem. : cette russule appartient à la section très difficile des *Griseinae*. Elle a été déterminée après contrôle des caractères microscopiques, ce qui est indispensable dans ce groupe. Bien que sans doute assez fréquente et répandue, cette russule n'est pas très souvent citée car toutes les *Griseinae* ne sont pas vérifiées à l'issue de chaque sortie, souvent par faute de temps. Quoiqu'il en soit, aucune mention de l'espèce pour l'Aisne n'est reportée in Courtecuisse *et al.*, 2018 et elle est **nouvelle pour le département**.

***Russula atroglauca* Einhellinger, 1980, *Hoppea* 39, p. 103 [Type : Allemagne]**

Ill. : Sarnari (1998) *Monogr.* 1, p. 333, 335 (photos), 333, 334 (sch.) ;

Rép. : **16** ; **44** ; **49**^{LR4} (Galand / Mornand, conf. M. Bon, 1992 + 1997, 2 récoltes) ; **59** (R. Courtecuisse & B. Lefebvre, 2002, 2003) ; **62** (B. Lefebvre, 2002) ; **68** (SEM / P. Hertzog) ; **73** ; **91** (2004)

Écol. : chênaie ; prairie à *Betula* + *Quercus* ;

Rem. : il s'agit d'une autre *Griseinae*, rare et peu signalée. Elle partage l'habitat de *R. aeruginea* à laquelle elle ressemble, mais en (beaucoup) plus foncé ; elle peut aussi évoquer certains formes sombres de *R. parazurea*. L'espèce n'est connue dans les Hauts-de-France que du Nord et du Pas-de-Calais (Courtecuisse *et al.*, 2018, p. 417) et elle est signalée ici comme **nouvelle pour le département de l'Aisne**.

Une autre récolte, qu'il convient sans doute de mentionner ici, est particulièrement intéressante (parcelle 95, le 19/10). Nous l'avons déterminée ***Russula helgae Romagnesi***, 1985, *Bull. Soc. mycol. Fr.*, 101(3), Atlas, pl. 240, après vérification détaillée de la microscopie et des données de la littérature, y compris la planche originale réalisée par Helga Marxmüller. Tout semblait correspondre et nous nous réjouissons de cette découverte supplémentaire d'une espèce particulièrement rare (non retrouvée depuis sa création !). Or, P.-A. Moreau nous a signalé que, à l'occasion d'une révision monographique de plusieurs groupes de russules, un groupe de chercheurs internationaux avait séquencé le type de *R. helgae* pour arriver à la conclusion qu'il s'agissait d'un synonyme de *R. atroglauca*. Si cela peut sembler décevant, c'est néanmoins intéressant (cela ajoute au moins une seconde récolte de *R. atroglauca*, dont nous avons dit qu'elle n'était pas souvent signalée !) et il n'est pas impossible que tout ne soit pas dit sur le sujet ; en effet, il nous semble nécessaire d'élucider la question de la taille des spores de *R. helgae*, décrites comme les plus petites du groupe, ce qui correspondait parfaitement à notre récolte, et qui ne correspond pas idéalement aux caractéristiques micrographiques de *R. atroglauca*. Si Andigny se révèle être une station où ce groupe s'exprime assez copieusement, il faudra en suivre les récoltes attentivement.

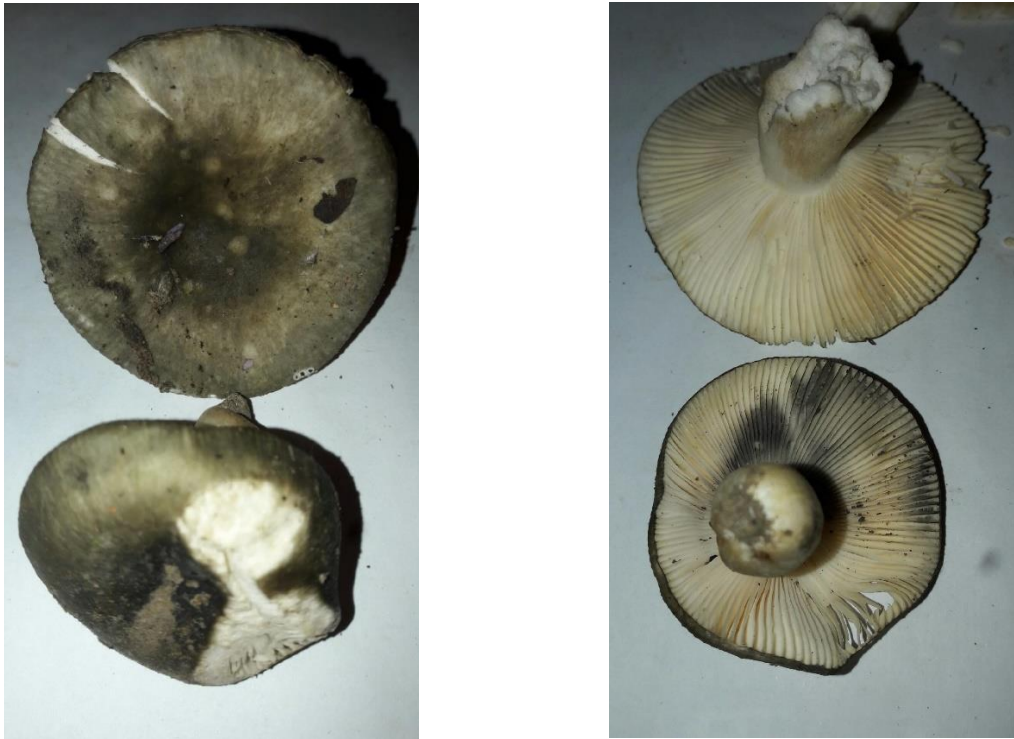


Figure 317. *Russula atroglauca*. Photo : G. Polesel

***Russula carpini* Girard & Heinemann, 1956, Bull. J. bot. Bruxelles 26, p. 321**

Ill. : Courtecuisse & Duhem (1994) *Guide des champignons de France et d'Europe*, n° 1462 (icon.) ; Eyssartier & Roux (2011) *Le guide des champignons. France et Europe*, p. 205 (photo) ;

Rép. : 02 ; 03 ; 14 ; 22 ; 24 ; 25 ; 32 ; 39 ; 45 ; 54 ; 58^{LR} ; 59 ; 60 ; 62 ; 67 ; 68 ; 70 ; 71^{LR} ; 73 ; 74 ; 76 ; 77 ; 78 ; 80 ; 85^{LR4} ; 88 ; 91

Écol. : EcM – *Carpinus* strict ; *Carpinus* + *Quercus* ; *Carpinus* + *Corylus* ;

Rem. : espèce assez rare des charmilles plutôt calcicoles, d'apparition précoce. Une seule récolte, en 2017 pour ce taxon, signalée in Courtecuisse *et al.*, 2018, p. 419), représentant la **première mention pour le département de l'Aisne**.



Figure 318. *Russula carpini*. Photos : G. Polesel

***Russula duportii* W. Phillips, 1884, *Grevillea* 13(66), p. 49**

Ill. : Reumaux (1999) l.c. : 46 (sch + icon. P. Moëgne-Loccoz) ; Kärcher (2000) *Micologia* 2000, p. 273 (sch.) ;

Rép. : **24** (SMP, 1997) ; **62** (A. Flahaut / R. Courtecuisse, 1996) ; **68** (D. Doll / P. Hertzog, xxxx)

Écol. :

Rem. : ce nom est proposé pour une récolte (parcelle 95, le 19/10). Les clés de M. Bon amènent à ce taxon (section des *Viridantinae*). On sait que la taxonomie du groupe est encore à débrouiller et il est possible qu'il faille revenir ultérieurement sur cette hypothèse. Pour le moment, elle serait **nouvelle pour le département de l'Aisne**.



Figure 319. *Russula duportii*. Photos : G. Polesel

***Russula melitodes* Romagnesi, 1943, *Bull. Soc. mycol. Fr.* 59, p. 71**

Ill. : Péger (1992) l.c., p. 11-18 (sch.) ; Courtecuisse & Duhem (1994) *Guide des champignons de France et d'Europe*, n° 1473 (icon.) ; Eyssartier & Roux (2011) *Le guide des champignons. France et Europe*, p. 215 (photo R. Chalange) ;

Rép. : **03** ; **14** ; **21** ; **22** ; **25** ; **32^{cf}** ; **39** ; **44** ; **45** ; **52** ; **54** ; **58** ; **59** ; **61*** ; **62** ; **67** ; **68** ; **71** ; **72*** ; **73** ; **77** ; **78** ; **80** ; **85^{LR4}** ; **91**

Écol. : EcM – *Populus* préférentiel mais aussi autres feuillus ; chênaie-charmaie-tremblaie hygrocline (*Fraxino-Quercion roboris*) ; pelouse herbeuse bordant un étang, sous *Populus tremula* ;

Rem. : souvent méconnue ou difficile à reconnaître, cette russule est sans doute moins rare qu'il n'y paraît. Ses couleurs panachées avec une tonalité cuivrée devraient permettre d'y penser plus souvent, pour le groupe des russules douces à sporée jaune. Bien sûr, une vérification microscopique est toujours nécessaire. Notre récolte, du 19/10, parcelle 95 représente un **premier signalement pour le département de l'Aisne**.



Figure 320. *Russula melitodes*. Photos : G. Polesel

Russula leprosa

***Russula pumila* Rouzeau & Massart, 1968, *Bull. Soc. linn. Bordeaux* 105(7), p. 3**

Ill. : Courtecuisse & Duhem (1994) *Guide des champignons de France et d'Europe*, n° 1380 (icon.) ; M. Bon & Massart (1997) DM 104 : 27 + pl. 3-A ; ? Sarnari (1998) *Monogr.* 1, p. 537 (photo) – s.n. *R. alnetorum* p.p. ;

Rép. : **08** (M. Langlois, 2003) ; **09** ; **14** ; **21** ; **22** ; **24** ; **25** ; **33** ; **38** ; **39** ; **43** ; **44** ; **46** (1977) ; **59** ; **60** ; **61** ; **62** ; **64** ; **65** ; **67** ; **68** ; **71**^{LR} ; **73** ; **78** ; **85** ; **88** (SMF, 2003) ; **89**

Écol. : Alnus ; Alnus glutinosa ; aussi Alnus incana ;

Rem. : son changement de nom récent peut perturber, tant l'espèce est reconnue comme une caractéristique emblématique des aulnaies. Il s'agit d'une russule très rare, strictement inféodée à ces milieux forestiers particuliers. Sa reconnaissance est facile, d'abord par l'écologie très particulière et aussi par ses caractéristiques qui la rapprochent de *R. atropurpurea*, en beaucoup plus fragile, le stipe étant imbu et particulièrement cassant, teinté de jaune et surtout très grisonnant.

***Russula tinctipes* Blum ex M. Bon, 1986, *Cryptogamie, Mycologie* 7(4), p. 308**

Ill. : Bon (1986) *l.c.* : 302 (sch.) ; Courtecuisse & Duhem (1994) *Guide des champignons de France et d'Europe*, n° 1453 (icon.) ; Reumaux (1999) *l.c.* : 49 (sch. + pl. P. Moëgne-Loccoz) ; Carteret (2003) *FMDS* 169, p. 35 (sch.), 36 (ico.) ; Eyssartier & Roux (2011) *Le guide des champignons. France et Europe*, p. 207 (photo J.-J. Wuilbaut) ;

Rép. : **02** ; **08** (P. Reumaux, 2001) ; **25** ; **31** (1997) ; **45** (G. Corriol) ; **49**^{LR1} ; **61** (Romagnesi, 1967, p. 831) ; **67** (J. Trendel) ; **86*** ; **91**^{RR}

Écol. : EcM – *Quercus* préférentiel ; Fagus ; chemin boueux sous Fagus, Carpinus, Quercus ; chênaie-charmaie calcicole ligérienne (*Rusco-Quercetum petraeae*) var. calcicole ; allée boueuse ;

Rem. : sosie de *R. pseudointegra*, difficile à différencier sans vérification microscopique. Notre récolte est la seconde pour le département de l'Aisne et l'espèce n'est pas connue ailleurs dans les Hauts-de-France.

***Scytinostroma hemidichophyticum* Pouzar, 1966, *Česk. Mykol.* 20, p. 217**

Ill. : Boidin & Lanquetin (1987) *l.c.*, p. 61 (sch.) ; Trichies (1993) DM 91 : 48, pl. 1-D (photo)

Rép. : **01** ; **02** (J. Moreau / H. Bourdot, 1926 ; R. Courtecuisse, 2002) ; **03** ; **06** ; **08** (P. Pirot *et al.*, 2003) ; **21** ; **26** ; **27** ; **31** (J. Boidin, 1959) ; **38** ; **45**^{LR2} ; **49**^{LR4} ; **51** (E. Feuillard, 1986) ; **53**^{LR4} ; **54** ; **57** ; **59** (C. Lécureu / R. Courtecuisse, 1999) ; **60** (H. Romagnesi, 1976) ; **62** (R. Courtecuisse, 1991) ; **65** ; **68** ; **76** ; **78** (P. Siret, 1973 ; Villateau, 1974) ; **80** (Ph. Sulmont, 1970) ; **83** (A. David, 1967) ; 85 (J.-P. Vidonne, 2005) ; **91** ; **93** (H. Mesplède, 1967)

Écol. : Salix, Acer, feuillus et conifères ; Salix des lieux humides ; Acer pseudoplatanus ; Salix capraea (E) ; Fagus ; Populus tremula II ; Populus nigra II ; Acer campestre II ; Corylus ; Tilia, Fagus silvatica II, Quercus ; Fagus ; Populus ; feuillu ; FAGus ; FAGus ou CARpinus ; Populus tremula ;

Rem. : cette croûte est assez rare et présente une très forte odeur de naphthaline qui la rend reconnaissable sur le terrain. Elle a été réputée propre aux stations forestières témoignant d'une longue continuité forestière, ce qui lui conférerait un intérêt patrimonial putatif ; mais des récoltes relativement récentes, dans des situations de parcelles forestières relativement dégradées remet en cause cette appréciation. Il est néanmoins intéressant de l'avoir trouvée à Andigny, parcelle 7, sur tronc moussu de feuillus en milieu humide.

***Sphaerobolus stellatus* Tode : Pers., 1801, *Syn. Meth. Fung.*, p. 115 [!]**

Ill. : BK 498 ; Mornand (1988) DM 72 : 9 ; Courtecuisse & Duhem (1994) *Guide des champignons de France et d'Europe*, n° 1723 (icon.) ; Moyersoén & Demoulin (1996) *l.c.* : 75 (sch.) ;

Rép. : **02** ; **08** (M. Langlois, 1996) ; **09** ; **10** ; **14** (< 1974]) ; **20** ; **24** ; **25** ; **26** ; **27** ; **29** ; **32** ; **36** ; **37** ; **38** ; **39** ; **40** ; **42** ; **43** ; **44** ; **45** ; **48** ; **49** ; **50** ; **51** ; **52**^{*} ; **53**^{LR4} ; **56** ; **57** ; **59** ; **61** ; **62** ; **64** ; **65** ; **66** ; **67** (D. Argaud, **xxxx**) ; **68** ; **69** ; **73** ; **74** ; **76** ; **77** ; **78** ; **79** ; **81** ; **83** ; **84** (G. Garcia, 2002) ; **85** ; **89** ; **91**

Écol. : Betula pendula (écorce) ; Picea abies (tronc) ; traverse de chemin de fer pourrie ; vieilles planches pourries, branches pourries, crottin ; Quercus ; Pteridium ; pot de fleur ; Cedrus atlantica glauca ; débris ligneux (Fagus silvatica, Quercus suber et même Eucalyptus globulus) ; Cedrus ;

Rem. : cette minuscule espèce passe facilement inaperçue. Elle colonise les substrats très décomposés (végétaux, excréments). Elle était déjà connue du département de l'Aisne mais nous la signalons pour attirer l'attention sur elle. C'est une espèce assez variable et plusieurs formes ou variétés en ont été décrites. Leur validité taxonomique est cependant douteuse, mais cela pourrait être étudié.

***Steccherinum bourdotii* Saliba & A. David, 1988, *Cryptogamie, Mycologie* 9(2), p. 100**

≡ *Irpex bourdotii* (Saliba & A. David) Kotiranta & Saarenoksa, 2002, *Polish Bot. J.* 47(2), p. 104

Rép. : **01** (abbé Bozonnet, 1981) ; **03** (Bourdot & Galzin) ; **09** ; **30** (Cannac, 1983) ; **42** (L. Delaigue, 1970) ; **57** (P.J. Keizer, 1993, 1994) ; **61** ; **62** ; **64** (G. Gilles, 1983) ; **67** (L. Marti, 1984) ; **68** ; **69**^T (J. Boidin, 1964) ; **74** ; **85**

Écol. : Alnus, Prunus padus ; Acer campestre ; Corylus ; Carpinus II ; Robinia pseudoacacia II ; Pinus ; Alnus ; Ulmus mort ; Quercus ; Quercus ;

Rem. : il s'agit d'une croûte à hyménophore aculéolé, dont la découverte est particulièrement intéressante. C'est en effet un taxon très rare et peu signalé. En région, une mention pour le Pas-de-Calais est connue (sur *Carpinus*) mais la récolte correspondante semble avoir été perdue (Courtecuisse *et al.*, 2018, p. 398, notent « récolte à retrouver »). Nous pouvons donc confirmer la présence de cette espèce dans

les Hauts-de-France, et quoiqu'il en soit, il s'agit d'une espèce **nouvelle pour le département de l'Aisne**.

***Strobilurus griseus* (J.C. Sch.) P.-A. Moreau & Courtecuisse,**

≡ *Strobilurus esculentus* var. *griseus* (J.C. Sch.) Métrod, in Moser [*inval.*]

Rép. : 09 ; 21 ; 24 ; 25 ; 38 ; 39 ; 43 ; 58 ; 59 ; 62 ; 78 ; 80 ; 86

Écol. : Picea (cônes) ; Picea abies III ;

Rem. : ce taxon s'ajoute aux trois espèces classiques du genre (*S. esculentus* sur *Picea*, *S. stephanocystis* et *S. tenacellus*, tous deux sur *Pinus*). Le chapeau gris, très terne attire l'attention sur le terrain et les cystides non métachromatiques complètent la détermination au microscope. Cette espèce est **nouvelle pour le département de l'Aisne**.

***Trechispora stevensonii* (Berk. & Br.) K.-H. Larsson, 1995, *Symb. Bot. Upsal.* 30(3), p. 115**

Anamorphe : <i>Osteomorpha fragilis</i> (Arnaud) ex Watling & Kendrick, 1979, <i>The Naturalist</i> [Hull] 104(948), p. 1
Rép. : <u>45</u> ; <u>59</u> ; <u>62</u> ;

Rép. : 03 ; 2A ; 2B ; 25 ; 27 ; 35 ; 44 ; 49 (C. Altermatt, 1990) ; 53 ; 56 ; 61 ; 62 (M Pélerin / R. Hentic, 2000) ; 70 ; 74 ; 76 ; 77 ; 78 ; 85^{LR4}

LR rég. : Haute-Normandie, **LR4** [Malaval, 2000] ;

Écol. : feuillus et conifères (bois pourri) ; Salix V ; Quercus (vieille poutre) ; Alnus ; Polypodium ; Pinus ; feuillu ; Buddleya ; Abies : Quercus ; feuillu II ;

Rem. : nous avons peu commenté les croûtes récoltées à Andigny, la plupart étant des espèces très courantes. Quelques-unes, plus rares ou nouvelles pour le département sont évoquées ci-dessus, et *T. stevensonii* représente un **nouvel ajout aux espèces connues pour le département de l'Aisne**. Au stade anamorphe ?

***Tricholoma lascivum* (Fr. : Fr.) Gillet, 1874, *Les Hyménomycètes*, p. 111 [!] [(: Fr.) Gillet]**

Ill. : M. Bon (1974) DM 14 : 74 ; Courtecuisse & Duhem (1994) *Guide des champignons de France et d'Europe*, n° 367 (icon.) ;

Rép. : 01 ; 03 ; 09 ; 14 (< 1975) ; 15 ; 17 ; 20 ; 21 (Girard, 1933) ; 24 ; 25 ; 38 ; 39 ; 40 ; 41 (Legué, 1908, p. 18) ; 49^{LR4} ; 50 ; 53 ; 57* ; 59 (A. Pourtois, 1999) ; 60* ; 62 (A. Flahaut, 1996) ; 65 ; 67 ; 68 ; 70 ; 73 ; 74 ; 76 ; 77 ; 82 (1880) ; 85 ; 88 ; 91

Écol. : Quercus ; feuillus siliceux, Quercus, Castanea, Fagus, Carpinus ; Quercion robori-petraea ; hêtraie décalcifiée ; Luzulo niveae-Fagetum sylvaticae ;

Rem. : espèce rare dans les Hauts-de-France, connue seulement du Nord, de l'Oise et du Pas-de-Calais. Elle est **nouvelle pour le département de l'Aisne**.

***Tubaria ferruginea* (R. Maire) ex Horak & P.-A. Moreau, 2005 ('2004'), *Bull. Soc. mycol. Fr.* 120 (1-4), p. 226**

BASIONYME : *Naucoria ferruginea* R. Maire, in Kühner & Romagnesi, 1953, *Flore analytique des champignons supérieurs*, p. 239 [*inval.*] ex R. Maire, in Kühner & Romagnesi, 1957, *Bull. Soc. Nat. Oyonnax* [Suppl.] 10-11, p. 5 [*inval., nom. altern.* pour *Tubaria ferruginea* R. Maire, *l.c.*, p. 6]

Ill. : M. Bon (1992) DM 84, pl. 1-B (photo couleur P. Roux) ; Courtecuisse & Duhem (1994) *Guide des champignons de France et d'Europe*, n° 1232 (icon.) ;

Rép. : 03 ; 09 ; 10 ; 14 ; 18 ; 21 ; 22 ; 24 ; 25 ; 27 ; 31 ; 38 ; 42 ; 43 ; 45 ; 48 ; 49 ; 50 ; 56 ; 58 ; 59 ; 60 ; 62 ; 63 ; 64 ; 65 ; 68 ; 70 ; 71 ; 72 ; 74 ; 76 ; 78 ; 80 ; 85 ; 91^{RR}

Écol. : lisière ; *Salix* moussu (b) ; *Carpinus* ; Aulnaie ; débris de bois ; planche ;

Rem. : autrefois classée dans le genre *Flammulaster*, entre autres en raison de son revêtement assez nettement floconneux (un peu plus qu'il ne devrait l'être chez un *Tubaria* typique macroscopiquement), cette espèce n'est pas vraiment rare. On la trouve souvent dans les endroits un peu boueux des lisières, clairières ou chemins forestiers. L'inventaire récent des Hauts-de-France (Courtecuisse *et al.*, 2018) ne la mentionne pas pour le département de l'Aisne. Il est donc possible que notre récolte soit la **première à être signalée pour ce département.**

Tylophilus felleus (Bull. : Fr.) P. Karsten, 1881, Rev. Mycol. [Toulouse] 3(9), p. 16

Ill. : Quélet (1888) *Flore mycologique de France*, p. 421 – *s.n. Dictyopus* ; Marchand (1971) *Champignons du Nord et du Midi* 1, n°69 (photo) ; Courtecuisse & Duhem (1994) *Guide des champignons de France et d'Europe*, n° 1668 (icon.) ; Roux (2006) *Mille et un champignons*, p. 84 (photo) ; Eyssartier & Roux (2011) *Le guide des champignons. France et Europe*, p. 77 (photo) ;

Rép. : 01 ; 02 ; 03 ; 07 ; 08 ; 09 ; 10 ; 12 ; 14 ; 17 ; 18 ; 19 ; 20 ; 2B ; 21 ; 22 ; 23 ; 24 ; 25 ; 26 ; 27 ; 28 ; 29 ; 30 ; 33 ; 35 ; 36 ; 37 ; 38 ; 39 ; 40 ; 41 ; 42 ; 43 ; 44 ; 45 ; 46 (1979) ; 49^{LR5} ; 50 ; 51 ; 52 ; 53 ; 54 ; 55 ; 56 ; 58^{LR} ; 59 ; 60 ; 61 ; 62 ; 63 ; 64 ; 65 ; 67 ; 68 ; 69 ; 70 ; 71^{LR} ; 72^{LR5} ; 73 ; 74 ; 76 ; 77 ; 78 ; 79 ; 80 ; 81 ; 84 ; 85^{LR5} ; 87 ; 88 ; 89 ; 90 ; 91

Écol. : feuillus silicoles : conifères : *Quercus*, *Castanea* ; hygrophile, acidophile ; *Pinus pinaster* III ; *Pinus silvestris* ; *Quercus* + *Fagus* ; *Vaccinio-Piceion* ; conifères de substitution ou de reforestation ; *Castanea* II ; sapinière sur *Luzulo-Fagetum* hygro-sciaphile à moder ; *Pinus nigra* ; en terrain siliceux, surtout sous *Pinus*, parfois aussi sous *Fagus* et *Quercus*, plus rarement sous d'autres conifères ou feuillus ; *Abies* + *Picea* ; *Abies* ; sapinière sur sol à substrat granitique ;

Rem. : le bolet de fiel n'est pas rare mais sa distribution et sa fréquence ne semblent pas particulièrement régulières. Nous mentionnons simplement notre récolte du 15/09/2019 (parcelle 62) pour fournir au moins une indication précise quant à sa présence dans le département de l'Aisne. En effet, l'espèce figure pour ce département dans l'inventaire récent des Hauts-de-France (Courtecuisse *et al.*, 2018) mais sans mention de récolte particulière.

***Volvariella caesiotincta* P.D. Orton, 1974, Bull. Soc. linn. Lyon, n° hors-série [Travaux dédiés à R. Kühner], p. 319**

= *Volvaria murinella* ss.auct.p.p.

Ill. : Courtecuisse & Duhem (1994) *Guide des champignons de France et d'Europe*, n° 895 (icon.) ; Roux (2006) *Mille et un champignons*, p. 1050 (photo) ;

Rép. : 05 ; 06 ; 08 (R. Collot, 2000) ; 09 ; 22 ; 24 ; 25 ; 45^{LR3} ; 49^{LR4} (J. Mornand, 1974) ; 50 ; 60 (E. Diaz, 2000) ; 62 (SMNF / R. Courtecuisse, 2003) ; 63 ; 68 (M. Wilhelm) ; 77 ; 78 ; 83 (B. Champon, 1993 ; P. Roux, 1995) ; 86 ; 91 ; 95*

Écol. : *Fagus* ; *Quercus* (tronc) II ; *Populus* ; *Crataegus* ; *Cistus* + *Quercus ilex* + *Pinus* ;

Rem. : autrefois confondue avec *V. murinella* en raison de son odeur pélargoniée, cette espèce s'en distingue par les couleurs verdâtres ou bleutées plus ou moins intenses qui se manifestent sur le chapeau, en particulier au niveau de la marge. Pour les Hauts-de-France, cette espèce n'était connue que de l'Oise et du Pas-de-Calais, par des récoltes relativement récentes (2000 et 2003). Aucune mention ne figure dans la base « HDF » accessible par Internet. Notre récolte est donc particulièrement intéressante et on peut considérer l'espèce comme très rare en région. Elle est **nouvelle pour le département de**

l'Aisne.

Xerocomellus porosporus

***Xerocomus porosporus* Imler ex Imler, 1968 [BASIONYME]**

= *Xerocomus truncatus* Singer, Snell & Dick, 1960, *Mycologia* 51(4), p. 573, ss. auct. p.p.

III. : Blum (1969) *Rev. Mycol. (Paris)* 34(2-3), p. 258 (sch.) ; Courtecuisse & Duhem (1994) *Guide des champignons de France et d'Europe*, n° 1655 (icon.) ; Bidaud (2007) *l.c.*, p. 43 (photo *X. truncatus*)

Rép. : 02 ; 03 ; 06 ; 07 (D. Borgarino, 1995) ; 09 ; 10 ; 1313 ; 14 ; 16 ; 22 ; 23 ; 24 ; 25 ; 26 ; 28 ; 29 ; 30 ; 35 ; 43 (A. Bidaud, 2007) ; 44 ; 45 ; 49^{LR4} (< 1987) ; 50 ; 52 ; 53 ; 56 ; 58^{LR} ; 59 ; 60 ; 61 ; 62 ; 64 ; 65 ; 67 ; 68 ; 70 ; 71^{LR} ; 72 ; 73 ; 76 ; 77 ; 78 ; 79 ; 80 ; 81 ; 85^{LR4} ; 86 ; 87 ; 88 ; 89 ; 90 ; 91

Écol. : parcs, feuillus ; Fagus, Quercus ; terrain calcaire sablonneux sous *Pinus halepensis* et *Quercus ilex* en mélange ; feuillus, rarement conifères ; Abies ; sous *Pinus sylvestris* et *Fagus sylvatica* en terrain acide ;

Rem. : dans le groupe difficile des *Xerocomus* (au sens large), cette espèce se reconnaît à ses couleurs ternes et surtout à son noircissement assez net des surfaces à la manipulation et avec l'âge, qui donne aux sporophores une allure très sale ou sordide. Un contrôle microscopique est cependant souhaitable pour confirmer l'identification, grâce aux spores dont le sommet tronqué leur donne une allure subporée unique. Un grand nombre de récoltes figurent dans l'Atlas « HDF » accessible par Internet mais il s'agit principalement de récoltes du Pas-de-Calais. Pour l'Aisne, une seule mention en est faite dans l'inventaire régional récent (Courtecuisse *et al.*, 2018). Notre récolte est donc intéressante pour ajouter une station précise à cette espèce peu observée dans le département jusqu'à présent.



Figure 321. *Xerocomellus porosporus*. Photos : G. Polese

Xerocomellus cisalpinus

***Xerocomus cisalpinus* Simonini, Ladurner & Peintner, in Peintner, Ladurner & Simonini, 2003, *Mycol. Res.* 107(6), p. 664 [Type : Italie]**

Ill. : Eyssartier & Roux (2011) *Le guide des champignons. France et Europe*, p. 85 (photo) ;

Rép. : 59 ; 62 ;

Écol. : EcM surtout sous *Quercus* mais aussi *Fagus* et *Pinus* ;

Rem. : confondu classiquement avec *X. chrysenteron*, ce bolet est en fait très courant dans la région, et bien plus que l'espèce chef-de-file du groupe (qui est au contraire très rare, contrairement à ce que pourraient laisser penser les inventaires classiques). Notre récolte de 2018 figure dans l'inventaire régional récent (Courtecuisse *et al.*, 2018) et nous l'avons également retrouvé à plusieurs reprises en 2019. Comme ailleurs, l'espèce semble donc fréquente mais encore méconnue dans le département de l'Aisne.

Aureoboletus moravicus

Xerocomus leonis (D.A. Reid) M. Bon, 1985('1984') *Doc. Mycol.* 56, p. 16 (aussi *Alession, Fungi Europaei* 2, p. 314 [*superfl.*])

Ill. : Boudier (*Icon. Mycol.*) pl. 141b – s.n. *B. leoninus* ; Leclair & Essette (1969) *Les Bolets* n°30 ; Blum (1970) *I.c.*, p. 208 (sch.) – s.n. *B. leoninus* ; BK3 n°57 – s.n. *X. moravicus* ; Courtecuisse & Duhem (1994) *Guide des champignons de France et d'Europe*, n° 1656 (icon.) ; Lannoy & Estades (2001) *I.c.*, pl. 2-J (icon. G. Lannoy) ;

Rép. : 03 ; 05 ; 09 ; 16 ; 17 ; 23 ; 24 (Le Moël) ; 25^{RR} ; 26 ; 29 ; 36 ; 37 (P. Leroy, 1995) ; 46 (Le Moël) ; 49 (< 1981) ; 58 ; 59 (A. Pourtois, 1995) ; 61 ; 62 (R. Courtecuisse, 1997) ; 67 ; 68 ; 70 ; 71^{LR} ; 72 ; 73 ; 74 ; 77 ; 78 ; 79 ; 85 ; 86 ; 91

Écol. : feuillus clairs ; *Quercus* + *Carpinus* ; chênaie-charmaie ; feuillus mêlés ; *Quercus* et *Carpinus*, avec *Hedera helix*

Rem. : ce bolet très rare, dont le changement de nom récemment validé (Courtecuisse *et al.* 2018) avait déjà été suggéré par Lannoy & Estades (2001) a été enregistré pour Andigny sous le nom de *X. leonis*. Très peu de données régionales sont disponibles pour ce taxon. Notre récolte est donc particulièrement intéressante. Notons cependant que M. Bon l'avait déjà rencontré dans l'Aisne en 1970.

Acrospermum compressum Tode, 1790, *Fung. Mecklenburg* 1, p. 8 : Fr., 1823, *Syst. Mycol.* 2, p. 245

Ill. : BK 1, p. 244 ;

Rép. : 03 ; 08 ; 09 ; 24 ; 25 ; 27 ; 32 ; 42 ; 45 ; 49^{LR4} ; 59 ; 62 ; 67 (A. Gminder, 1999) ; 74 ; 76 ; 78 ; 79 (M. Hairaud / M. Hairaud & C. Lechat, 2000 ; C. Lechat, 2002) ; 85^{LR4}

Écol. : [LITT. : sur vieilles tiges de grandes herbacées, *Urtica dioica*, etc.] ; *Urtica dioica* XVIII ; *Heracleum sphondylium* II ; *Galium* sp. III ; *Angelica* ;

Rem. : **Première mention pour l'Aisne** de ce petit champignon en forme de typhule, venant sur brindilles herbacées mortes.

Adelphella babingtonii

Pachyella babingtonii (Berk. & Br.) Boudier, 1907, *Histoire et classification des Discomycètes d'Europe*, p. 51 [*Mornand, 1999*]

Rép. : 08 (R. Collot, 1997, 2000) ; 09 ; 22 ; 25 ; 29^{Trivul.} (Crouan, 1864, – s.n. *P. rivularis*) ; 38 ; 42 ; 44 ; 45 ; 49^{LR3} ; 56 ; 59 (R. Courtecuisse, 1988 ; C. Lécuru, 2001) ; 61 ; 62 (C.

Lécuru, 1999) ; **64** ; **65** ; **67** (D. Argaud, **xxxx**) ; **68** ; **69** (M. Josserand / Grélet, 1931 ; N. van Vooren / A. Ayel, 1998 ; N. van Vooren, 1999, 2002) ; **72** ; **73** ; **74** ; **76** (C. Dupré / J.-C. Malaval, 1992) ; **78** ; **83** ; **85** ; **90** ; **95** (E. **Boudier**)

Écol. : [LITT. : Grélet « sur bois pourri de saule et de peuplier, dans les endroits humides ; sur l'écorce sèche du sapin, dans les forêts montagneuses (*straminea*) » ; sur bois pourri ou immergé] ; écorce de feuillus en zone humide ; Abies pourri ; Epilobium ; bois pourri dans l'eau ; cône de Picea dans l'eau ; bois immergé ; bois de *Salix* ;

Rem. : espèce rare, dont c'est la **première récolte pour le département de l'Aisne**. On la trouve toujours en situation très hygrophile, voir presque inondée.



Figure 322. *Adelphella babingtonii*. Photo : G. Polesel

Ascotremella faginea (Peck) Seaver, 1930 [Declercq & Van der Gucht, CLFlandres]

III. : Lohmeyer & Mornand (1982) DM 46, p. 31 ; Vivant (1997) *l.c.*, p. 7 (sch.) ;

Rép. : **08** ; **09** ; **22** ; **25** ; **29** (J. Mornand, **1978**) ; **31** ; **39** ; **43** ; **59** (C. Lécuru, 2001) ; **62** (R. Courtecuisse, 1996) ; **65** (J. Vivant, 1996) ; **67** ; **68** ; **73** ; **77** ; **78**

Écol. : feuillus, sauf *Fagus* (?) ; *Carpinus* ; *Fagus* (branche, tronc) II ; *Picea abies* (Trichies, 2000, dans le 62)

Rem. : c'est lors d'un examen au microscope de cette espèce rappelant sur le terrain une « trémelle » (certes un peu particulière par son épaisseur, son aspect et sa consistance) que l'on découvre des asques ! La détermination est alors facile. Il s'agit d'une espèce très peu fréquente, voire rare, Nous l'avons trouvée à plusieurs reprises et il s'agit de la **première mention de l'espèce pour le département de l'Aisne**.

Cistella incrustata (Ellis) Dennis, 1955, *Result. Norweg. Exped. Tristan da Cunha* 36, p. 2 [non *Cistella incrustata* (Raitviir) Raitviir, in Yarva (éd.), 1978, *Sistematika i Rasprostranenie Gribov*, p. 151 (*illeg.*)]

[LITT. : sur *Hypoxylon rubiginosum* sur *Fraxinus*]

BASIONYME : *Peziza incrustata* Ellis \equiv *Mollisia incrustata* (Ellis) Seaver, 1951, *The North American cup-Fungi (Inoperculate)*, p. 215 \equiv *Pseudohelotium incrustatum* (Ellis) Saccardo, 1889, *Syll. Fung.* 8, p. 301 [!] \equiv *Clavidisculum incrustatum* (Ellis) Raitviir, 1970, *Scripta Mycologica* 1, p. 78 = *Hyphodiscus incrustatus* (Ellis) Raitviir, 2004, *Scripta Mycol.*, Tartu 20, p. 74

Et pour la variété qui est la plus proche de notre récolte : *Cistella incrustata* var. *ellipsospora* Dennis, 1955, *Res. Norweg. Sci. Exped. Tristan da Cunha*, 1937-1938. 36, p. 10

Ce minuscule champignon représente sans doute la récolte la plus excitante de tout l'échantillonnage réalisé durant notre thèse !

Il s'agit d'un taxon que nous avons pu, à la lumière d'un examen microscopique et une recherche approfondie, rapprocher de l'espèce mentionnée (aujourd'hui *Hyphodiscus incrustatus* (Ellis) Raitviir, 2004) et plus particulièrement, en raison des dimensions et morphologie sporales à la var. *ellipsospora* Dennis, 1955, à laquelle elle correspond de manière plutôt satisfaisante. Or, cette variété a été créée par Dennis en 1955, d'après une récolte unique effectuée en 1937 sur une île située au beau milieu de l'Atlantique Sud (Tristan da Cunha). Il semble donc très improbable que l'identité soit effective entre ce taxon et notre récolte.

Ayant récolté les quelques apothécies (minuscules !) le 30 juin 2019, dans le fossé du ruisseau asséché la parcelle 34 et les ayant découvertes a posteriori (et presque par hasard) en examinant les stromas d'un « Pyrénomycète », peut-être un vieil *Hypoxyylon*, qui avait été l'objet du prélèvement sur le terrain, nous sommes retournés la semaine suivante sur la parcelle pour en rechercher d'autres. Ayant retrouvé la branche sur laquelle le prélèvement initial avait été réalisé, nous avons pu compléter cette collection par de nouvelles apothécies. Elles sont pour le moment conservées précieusement, en attente d'une étude approfondie, idéalement avec approche moléculaire. Mais cela posera sans doute un certain nombre de difficultés, tant en raison de l'exiguïté du matériel, les apothécies n'atteignant pas 1 mm de diamètre, qu'en raison du besoin de trouver un spécialiste de ces groupes particulièrement mal connus.



Figure 323. *Cistella incrustata* var. *ellipsospora*. Photo : G. Polezel

Plusieurs points méritent d'être mentionnés : d'une part, ce taxon (ni le type, ni la variété) n'ont jamais été signalés en France (ni en Europe occidentale à notre connaissance) ; d'autre part, l'origine nord-américaine du type peut surprendre, mais il est encore plus surprenant de constater que la variété (dont la séparation du type n'est pas unanimement admise) provient de l'archipel de Tristan da Cunha.

Il s'agit sans aucun doute d'une récolte exceptionnelle, qui nécessitera des études complémentaires pour aboutir à une conclusion définitive. Les spécimens devront être confiés à des spécialistes des « Discomycètes inoperculés » dans un premier temps et il sera probablement utile de procéder au séquençage pour essayer de positionner de manière plus rigoureuse cette récolte dans la systématique des Leotiomycètes. De récents travaux sur cette classe ont permis d'élucider quelques aspects de sa structure systématique et il est probable que d'abondantes séquences aient été déposées dans les bases internationales correspondantes (non vérifié pour le moment). En effet, les bases de données internationales

ont des avis divergents en ce qui concerne la position de *Cistella incrustata*. L'Index fungorum en fait un *Hyphodiscus* (en la listant parmi les synonymes de *H. incrustatus*) alors que Mycobank la range dans le genre *Mollisia*. Toutefois, au vu de l'examen microscopique de nos spécimens, il ne s'agirait pas d'une *Dermateaceae* (ce qui exclut *Mollisia*) mais bien d'une *Hyaloscyphaceae*. Le positionnement de ces récoltes au sein de la nouvelle famille des *Hyphodiscaceae*, très récemment suggérée (Etanayaka et al., 2019, Mycosphere 10(1), p. 345), confirmerait notre hypothèse taxonomique, qui semble pour le moment pour le moins osée. Affaire à suivre... !

***Hypoxylon macrocarpum* Pouzar, 1978, Česk. Mykol. 32(1), p. 19 [Type : Tchécoslovaquie]**

Ill. : Ju & Rogers (1996) *Mycologia Memoir* 20, p. 347 (anam..)

Rép. : **09** (J. Fournier, 1995 ; G. Corriol / J. Fournier, 2004) ; **21** (J. Fournier / A. Gardiennet, 2009) ; **49^{LR4}** (M. Galand / J. Mornand, 1985) ; **56** ; **64** (F. Candoussau, 1992) ; **85** (J. Fournier, 2005) ;

Écol. : *Acer pseudoplatanus* ; *Alnus* ? (écorce) ; *Luzulo niveae*-Fagetum sylvaticae ; *Ulmus minor* ;

Rem. : cette espèce, d'allure assez anodine au sein du genre *Hypoxylon*, a été déterminée grâce à un examen microscopique détaillé de nos spécimens relevant de ce genre. C'est une espèce assez rarement notée en France et, en tout état de cause, il s'agit d'une **espèce nouvelle pour la région des Hauts-de-France** si on se base sur l'inventaire régional, dont la finalisation pour les Ascomycota est en cours (Courtecuisse et al., 2019).

***Orbilina curvatispora* Boudier, 1888, Bull. Soc. mycol. Fr. 4, p. 90 [Declercq & van der Gucht, CLFlandres]**

Ill. : Boudier, (Icon. Mycol.) pl. 463 ;

Rép. : **03** ; **08** (R. Collot, 2000, 2001) ; **24** ; **25** ; **42** (A. Ayel, 1986) ; **44** ; **45*** ; **57** ; **59** ; **65** ; **74** ; **79** (C. Lechat, 2000, 2002) ; **91*** ; **95** (Boudier)

Écol. : [LITT. : Grélet, « sous les écorces et principalement sur le bois de chêne pourri » ; sur écorce et bois pourri] ; Ombellifère sp. ; écorce de *Quercus* pourrie ; *Cupressus* ; *Fagus* ; *Salix* ;

Rem. : les *Orbilina* se caractérisent par un aspect cireux, presque translucide et un petit point d'attache central à l'apothécie, un peu plus opaque à ce niveau. La détermination microscopique est nécessaire mais la situation reste délicate en attendant la publication d'une monographie (H.O. Baral, en préparation) indispensable sur ce groupe très riche et difficile. Si tant est que l'on puisse proposer des noms sur les récoltes de ce genre, utilisant les documents disponibles, on peut signaler que cette **espèce est nouvelle pour le département de l'Aisne**.

***Peziza arvernensis* Boudier, 1879, Bull. Soc. Bot. Fr. 26 : lxxvi [Mornand, 1999]**

= *Peziza sylvestris* (Boudier) Saccardo & Trotter, 1913, *Syll. Fung.* 22, p. 612 [!]

Ill. : Le Gal (1941) *RM* 6 (Suppl.) : 64 (sch. sp.) – s.n. *A. sylvestris* ; Donadini (1979) *DM* 36, p. 35 (MEB) ;

Rép. : Grélet : forêt de Condamine ; **08** (J.-P. Priou, 1998 ; R. Collot, 2000) ; **09** ; **14** ; **15^T** ; **21** ; **22** ; **25^{RR}** ; **26** ; **27** ; **29** ; **31** ; **42** ; **43** ; **45** ; **49^{LR5}** ; **53^{LR3}** ; **56** ; **57** ; **59** (C. Lécureu, 1997) ; **60** (x, **1889**) ; **62** (R. Courtecuisse, 1992) ; **64** ; **65** ; **67** ; **68** ; **69** (Dr. Riel, sans date) ; **72^{LR4}** ; **73** ; **76** ; **77^{T/A.s.}** ; **81** ; **83** ; **86** ; **90** ; **91** ; **95** (E. Boudier, **1891**) ;

Écol. : [LITT. : au sol ; Boudier, 1907, p. 44 – s.n. *Aleuria sylvestris* : sur la terre sablonneuse des forêts de haute futaie ; Grélet – s.n. *A. sylvestris* « sur la terre argilo-sableuse, dans les bois de chênes ou dans le voisinage des bois feuillus » ; « sur la terre, dans les bois [*arvernensis*] »] ; sous *Fagus* ou *Quercus*, au sol ; sous *Fagus* ; terre nue sous *Fagus* ; *Fagus* argilo-sablonneux ; feuillus ; *Fagus silvatica* ; humus de feuilles ;

Rem. : cette pézize est signalée ici comme **nouvelle pour département de l'Aisne**.



Figure 324. *Peziza arvernensis*. Photo : G. Polese

IV. ANALYSE PATRIMONIALE

A) Les espèces déterminantes

Source : *Bull. Soc. Mycol. Nord Fr.* 78 : 55-75 (2005)

1) Généralités, et origines, au sujet des « espèces déterminantes ».

Certaines nécessités exprimées par les gestionnaires des milieux naturels et les instances politiques sont parfois difficiles à transposer dans le milieu naturaliste. La nécessité de protéger les milieux naturels au travers de l'établissement de listes rouges (abordé dans la partie suivante) et l'actualisation des ZNIEFF en font partie ; et ceci amène les naturalistes à collaborer avec ces instances.

Nous avons évoqué dans la première partie de cette thèse (Cf. Contexte faunistique et floristique), que la démarche d'inventaire des Zones Naturelles d'Intérêt Ecologique Faunistique et Floristique (ZNIEFF), auquel nous mycologues, aimerions bien voir ajouter un troisième « F » pour Fongique, débuté alors en 1982 par le Ministère chargé de l'Environnement, a pour objet la délimitation des secteurs du territoire national représentant une valeur patrimoniale d'ordre écologique, justifié alors par la présence de biocénoses ou d'espèces remarquables et/ou en danger. La désignation de tels espaces n'a pas de portée réglementaire directe, mais doit être prise en compte dans la politique d'aménagement du territoire.

La modernisation de cet inventaire ZNIEFF, a été initiée par les Directions Régionales de l'Environnement (DIREN) qui ont ainsi sollicité de nombreuses associations naturalistes (dont mycologiques pour ce qui concernait la région Nord-Pas-de-Calais à l'époque) ainsi que

l'expertise de scientifiques pour établir une **liste d'espèces « déterminantes »**. C'est-à-dire une liste qui, à l'instar des botanistes, catalogue parmi les espèces rares, menacées, ou emblématiques, celles qui sont inféodées à un habitat déterminé, reflétant ainsi son bon équilibre fonctionnel, dans le but d'évaluer la valeur patrimoniale de ce site et donc son éligibilité au classement en ZNIEFF (en complément des données floristiques et faunistiques).

Il est évident que l'élaboration d'une telle liste ne peut se faire qu'au travers de critères précis. Le contexte étant celui d'une protection des habitats, l'habitat lui-même doit présenter une certaine « naturalité »... D'autres critères, moins scientifiques et d'intérêt plus pratique sont à considérer comme la visibilité relative de cette espèce sur le terrain tout comme son identification sans le recours d'une littérature spécialisée. On pourra ajouter un dernier critère purement « publicitaire » : la présence d'espèces spectaculaires, pouvant alors devenir emblématiques d'un site (comme *Hygrocybe calyptriformis* pour les pelouses acides). Ces espèces remarquables seront à même de capter l'attention, et par conséquent faciliter ce processus de sensibilisation. Les gestionnaires, les politiciens autant que le grand public, sont alors plus enclins à protéger ces espèces spectaculaires. C'est ainsi qu'entre en ligne de compte le concept d'« espèces parapluies », cher à M. Stephen Jay Gould. C'est-à-dire, d'un point de vue pratico-pratique, en parvenant à protéger une espèce singulière et remarquable, on protège l'ensemble de la communauté mycologique (ou mycocœnose) à laquelle cette espèce est rattachée, de même que d'autres organismes associés que l'on peut ainsi maintenir également, même si on peut parfois en ignorer l'existence. Ces espèces « parapluies » ont donc une fonction d'étendard à des espèces beaucoup plus discrètes, plus rares, ou dont la production de sporophores peut être aléatoire (dans tous les cas, des espèces nettement plus vulnérables et souvent d'intérêt patrimonial supérieur). L'intérêt que les gestionnaires ou le public peuvent porter à cette espèce « parapluie » sert de moteur à sa protection et par voie de conséquence à la préservation de toute son enveloppe écologique.

On pourra remarquer que la prospection de ces milieux, tout comme la recherche et la détermination de ces-dites espèces « parapluies », sont sujets aux problématiques développées dans les réflexions sur la méthodologie et les difficultés liées aux inventaires (Cf. §I.C.), et demandent souvent des prospections orientées sur leur habitat pour être spécifiquement trouvées.

2) Les critères utilisés pour qualifier une espèce déterminante

Nous verrons dans la partie suivante que l'inscription sur liste rouge d'une espèce se fonde sur la vulnérabilité ou le risque d'extinction de cette espèce. Ce n'est pas le cas ici car il faut raisonner en termes de communautés de champignons, ou mycocœnoses. Ces groupements d'espèces fongiques partageant alors les mêmes milieux de vie, sont suffisamment cohérents pour être évalués en tant que tels. Ce qui veut dire que l'absence d'une espèce importante peut ici (et uniquement dans ce contexte) être atténuée par l'observation d'autres espèces qui l'accompagnent habituellement et qui par conséquent nous amènent à postuler que sa présence est certaine (et donc a fortiori cette espèce pourra, devra et sera observée tôt ou tard). Cette considération est très importante non seulement pour la reconnaissance et la délimitation de milieux particuliers, mais aussi pour leur évaluation quant à la stabilité ou la tendance évolutive d'un milieu de par tels ou tels paramètres (pollutions par exemple...).

On peut donc établir une grille d'évaluation de la valeur écologique par rapport à un milieu donné selon les critères suivants :

Tableau 25. Grille d'évaluation de la valeur écologique d'une espèce

	Milieu rare	Milieu vulnérable ou en régression	Milieu banal	Milieu en expansion (actions anthropiques)
Espèces inféodées au milieu	Forte	Forte	Bioindicatrice	Faible
Espèces préférentiellement inféodées au milieu	Forte	Moyenne	Faible	Faible
Espèces ubiquistes	Faible	Faible	Faible	Faible
Espèces théoriquement absentes du milieu	A rechercher	A rechercher	Eteintes ?	A surveiller

Il faut toutefois pondérer cette grille d'évaluation par deux autres paramètres :

- **La fréquence d'observation réelle des espèces**, indépendamment de leur habitat (rareté apparente), d'après les données de l'Inventaire Mycologique Régional
- **La visibilité et l'identifiabilité des espèces**, indépendamment des autres paramètres. Comme évoqué précédemment, cela tient plus des critères subjectifs (volume du sporophore, couleur, appartenance à des groupes bien documentés par la littérature ainsi que l'accessibilité de ladite littérature, etc.)

Pour les valeurs écologiques « moyenne » et « faible », il faut considérer la répartition biogéographique de l'espèce pour affiner la décision finale :

- Si l'espèce est en dehors de son aire de répartition classique (populations isolées), la valeur est maintenue telle quelle.
- Si l'espèce est à la limite de son aire dans la région, elle sera alors considérée comme « à surveiller »,
- Si l'espèce n'est pas à la limite de son aire, elle sera supprimée de toute éligibilité.

Ces critères permettent ainsi la hiérarchisation des champignons d'intérêt écologique pour un milieu donné de la manière suivante : espèces « parapluies » > espèces « déterminantes » > espèces « caractéristiques », telles qu'elles sont définies dans l'article fondateur de cette déclinaison régionale de cette réflexion (Courtecuisse et al. 2006). Détaillons chacune des catégories :

- **Les espèces « parapluie »** : espèces à valeur écologique forte et de déterminabilité élevée. Ce sont des espèces caractéristiques de mycocœnoses rares ou vulnérables et /ou inféodées à des milieux eux-mêmes rares ou vulnérables. Notons que ce sont des espèces faciles à observer au moment de leur fructification et déterminables in situ (voire médiatisables au besoin).
- **Les espèces « déterminantes »** : espèces à valeur écologique forte/moyenne et déterminabilité élevée à moyenne. Ce sont des espèces caractéristiques de mycocœnoses riches en espèces ou espèces compagnes de mycocœnoses rares et /ou des espèces préférentielles de milieux rares ou vulnérables. Notons que ce

sont des espèces faciles à observer, ou demandant une recherche orientée mais déterminables in situ.

- Les *espèces « caractéristiques »* : espèces à valeur écologique médiocre mais liées à des conditions déterminées et caractéristiques d'associations d'espèces plus rares. La présence de ces espèces sur un site doit inciter à y rechercher plus spécifiquement les espèces déterminantes ou parapluie associées au même habitat.
- Les espèces dites « éteintes » : espèces non revues dans la région depuis 1990. Ce sont alors des espèces faciles à observer ou au moins identifiables in situ et/ou des espèces inféodées à des milieux en très forte régression ou très perturbés.

3) Qu'en est-il pour la Forêt Domaniale d'Andigny ?

Les récoltes effectuées au cours de cette contribution d'inventaire, en complément des bases de données fournies par M. le professeur Régis Courtecuisse, nous permettent de comptabiliser 58 taxons, 5 espèces « parapluies », 10 espèces « déterminantes », 38 espèces « caractéristiques » et 2 espèces dites « éteintes ».

Voici une liste de ces espèces déterminantes, selon leur milieu de prédilection : en précisant les parcelles où elles ont été relevées pour insister sur les parcelles importantes à considérer.

a. Roselières, mégaphorbiaies hygrophiles, moliniaies

Espèces « caractéristiques »

Psathyrella lutensis (66)

Remarque : cette espèce a été trouvée dans une profonde ornière boueuse d'une parcelle de conifères ; mais toutefois la proximité d'une tourbière à sphaigne en contrebas de cette parcelle nous permet de signaler cette espèce, même si elle est légèrement sortie de son contexte.

b. Peupleraie gramineuse

Espèces « caractéristiques »

Hebeloma eburneum [= *H. ochroalbidum*] (95)

c. Milieux pionniers de l'intérieur (terrils, etc.)

Espèces « déterminantes »

Hebeloma vaccinum (41)

Remarque : cette espèce a été trouvée dans une parcelle de feuillus humides qui ont toutefois un caractère pionnier comme *Betula* et *Populus*.

d. Ourlets mésotrophes à eutrophes, ouverts ou en taillis

Espèces « caractéristiques »

Cystolepiota hetieri (41)

Inocybe haemacta (17)

Lepiota subalba (41)

e. Aulnaies, saulaies, boisements humides

Espèces « parapluie »

Lactarius lilacinus (69)

Russula pumila

Notons que *Russula pumila* n'a pas été retrouvée au cours de mes propres récoltes.

Espèces « déterminantes »

Lactarius omphaliformis (62)

Espèces « caractéristiques »

Alnicola « *escharoides* » (syn. *A. citrinella*) (25)

Alnicola umbrina (62)

Lactarius obscuratus [+ var. *radiatus*] (69, 66)

Lactarius lacunarum (58)

Mycena rhenana (41)

Mycena pearsoniana (17, 49)

Remarque : ces trois dernières espèces sont plutôt, au vu du peuplement forestier des parcelles où elles ont été trouvées, davantage caractéristiques de boisements humides que d'aulnaies ou de saulaies. Les autres espèces dans cette catégorie ont été exclusivement trouvées dans des aulnaies.

f. Boulaies acidophiles

Espèces « parapluie »

Cortinarius pholideus (62)

Espèces « caractéristiques »

Entoloma turbidum (51)

Russula aeruginea (17, 95)

Tricholoma fulvum (53, 62, 69)

g. Chênaies-charmaies acidophiles

Espèces « parapluie »

Cortinarius violaceus (53, 62)

Remarque : ce taxon a toujours été trouvé sous bouleau... et devrait-il plutôt figurer, dans le cas d'Andigny, dans le biotope « *Betulaie acidophile* » ?

Russula aurea [= *R. aurata*] (95)

Espèces « déterminantes »

Amanita echinocephala (17)

Leccinum crocipodium (17)

Russula brunneoviolacea (17, 70)

Russula virescens (13, 44, 70)

Espèces « caractéristiques »

Lactarius uvidus (17)

Russula albonigra [+ f. *pseudonigricans*] (17)

Russula farinipes (17)

Russula violeipes [+ f. *citrina*] (7, 8, 13, 17, 28, 30, 40, 41, 47, 62, 70, 95)

Xerocomus porosporus (41, 95)

h. Chênaies calcicole thermophile

Espèces « éteintes »

Boletus junquilleus (= *B. erythropus* var *junquilleus* ?)

Notons que cette espèce n'a pas été retrouvée au cours de mes propres récoltes.

i. Hêtraies

Espèces « déterminantes »

Lactarius fluens(7, 95)

Espèces « caractéristiques »

Collybia fagiphila (70)

Lycoperdon echinatum (28, 52, 69)

Mycetinis alliaceus (7, 13, 17, 51)

Mycena crocata (7, 8, 17, 30, 41)

Mycena diosma (48)

Russula olivacea (17)

Russula romellii

Russula subterfurcata (41)

j. Chênaies-charmaies argilo-calcaire

Espèces « caractéristiques »

Lactarius ruginosus (17, 47)

Leccinum duriusculum (62, 95)

Russula carpini (7)

Russula melitodes (95)

Russula pseudointegra (13, 17, 40, 47, 95)

k. Conifères (+/- introduits)

Espèces « déterminantes »

Phaeocollybia arduennensis (49)

Espèces « éteintes »

Hygrophorus pustulatus (49)

l. Espèces invasives ou en expansion

Espèces « caractéristiques »

Artomyces pyxidatus (53, 95)

Plicaturopsis crispa (8, 17, 23, 25, 41, 48, 51, 58, 62, 85)

m. Espèces lignicoles d'intérêt écologique (car dépendantes de la nécromasse)

Espèces « déterminantes »

Entoloma euchroum (23)

Pseudoinonotus dryadeus (8)

Espèces « caractéristiques »

Omphalotus illudens

Remarque : Cette espèce a été trouvée sur un talus aux abords de la forêt d'Andigny.

4) Commentaires de cette liste des espèces déterminantes.

Le premier commentaire qu'il faut formuler est que du fait que cette liste n'est valable que pour l'ancienne région du Nord-Pas-de-Calais, elle ne peut avoir qu'une valeur indicative. Une nouvelle liste, pour la région des Hauts de France est en cours de révision et devrait voir le jour en 2020.

Le second commentaire à développer concerne les parcelles où ces espèces déterminantes ont été trouvées. À partir du plan d'aménagement de l'ONF, nous essayerons d'établir une concordance entre les habitats définis par l'ONF, parcelle par parcelle, que nous mettrons ensuite en regard des espèces déterminantes récoltées.

Tableau 26. Répertoire des parcelles contenant des espèces déterminantes, ainsi que leurs peuplements forestiers et la nature de leurs sols.

Parcelles	Nombre d'espèces déterminantes	Peuplements forestiers référencés par l'ONF	Substratum
7	5	Futaie frêne gros bois Futaie chêne gros bois Futaie érable bois moyens Jeune peuplement chêne Jeune peuplement frêne	Loess et Colluvions
8	4	Futaie chêne bois moyens Jeune peuplement hêtre	Loess
13	4	Futaie peuplier bois moyens Jeune peuplement hêtre Futaie chêne bois moyens	Tuffeaux et Argiles Loess
17	16	Futaie chêne gros bois	Craie Tuffeaux et Argiles Colluvions
23	2	Futaie hêtre gros bois Futaie frêne bois moyens Futaie érable bois moyens	Craie Tuffeaux et Argiles Loess
25	2	Futaie chêne gros bois Futaie érable bois moyens	Tuffeaux et Argiles Loess Colluvions
28	2	Jeune peuplement chêne Jeune peuplement merisier Futaie chêne gros bois	Loess

30	2	Futaie chêne bois moyens	Craie Tuffeaux et Argiles Colluvions
40	2	Futaie chêne gros bois	Craie Tuffeaux et Argiles Loess Colluvions
41	9	Futaie érable bois moyens Futaie chêne gros bois	Craie Tuffeaux et Argiles Colluvion
44	1	Futaie chêne gros bois Futaie érable bois moyen	Sables de Grandglise Loess Colluvions
47	3	Futaie chêne gros bois	Craie Tuffeaux et Argiles Sables de Grandglise Colluvions
48	2	Futaie chêne gros bois Futaie hêtre petit bois Futaie épicéa bois moyens	Craie Tuffeaux et Argiles Sables de Grandglise Loess Colluvions
49	3	Futaie épicéa petits bois	Sables de Grandglise Loess Colluvions
51	3	Futaie épicéa bois moyens Futaie chêne très gros bois (secteur RASÉ !)	Loess Colluvions
52	1	Futaie autres résineux petits bois Futaie épicéa bois moyens Futaie douglas bois moyens	Craie Tuffeaux et Argiles Sables de Grandglise Loess
53	3	Jeune peuplement chêne Futaie chêne gros bois (îlot de vieillissement) Futaie épicéa gros bois Futaie autres résineux petits bois (Seule la partie feuillus a été explorée)	Tuffeaux et Argiles Sables de Grandglise Loess Colluvions
58	2	Futaie chêne bois moyens Futaie épicéa bois moyen (Seule la partie conifère a été explorée)	Tuffeaux et Argiles Sables de Grandglise Loess Colluvions
62	8	Futaie chêne bois moyen Futaie épicéa petits bois Futaie autres résineux petits bois Futaie chêne rouge petits bois (Notons également la présence d'une boulaie et d'une aulnaie)	Loess Colluvions

66	2	Futaie épicéa petits bois Futaie autres feuillus petits bois (dont une aulnaie)	Sables de Grandglise Colluvions
69	4	Jeune peuplement chêne Jeune peuplement chêne rouge Futaie chêne gros bois Jeune peuplement autres feuillus (dont une aulnaie)	Sables de Grandglise Loess Colluvions
70	4	Futaie chêne très gros bois Futaie hêtre très gros bois (A subi une coupe partielle)	Sables de Grandglise Loess Colluvions
85	1	Futaie chêne bois moyens Futaie frêne gros bois Jeune peuplement chêne	Tuffeaux et Argiles Sables de Grandglise Loess Colluvions
95	10	Futaie chêne bois moyens Futaie frêne bois moyens	Tuffeaux et Argiles Sables de Grandglise Colluvions

Notons que les habitats mentionnés par l'ONF concernent l'ensemble de la parcelle. Il est plus que probable qu'au cours de l'évolution des peuplements forestiers d'une parcelle donnée, d'autres essences forestières se soient implantées et aient développé un sous-habitat différent de celui mentionné par l'ONF et que le traitement de la forêt (prélèvement de certaines essences) ait également initié ces modifications de biotopes. Par conséquent la présence d'espèces déterminantes d'un milieu différent de ceux mentionnés pourra traduire soit l'expression d'une potentialité de biodiversité vis-à-vis de « micro-habitats » éparpillée dans ces parcelles, soit le témoignage d'un état antérieur, le reliquat d'un ancien peuplement forestier, modifié par les pratiques forestières. Globalement il y a une adéquation entre la typologie forestière et les espèces déterminantes recensées pour chaque parcelle.

Remarquons enfin que bon nombre d'espèces « parapluies » des milieux recensés n'ont pas été trouvées au cours de nos récoltes. Espérons qu'elles se manifesteront au cours de récoltes ultérieures.

5) Commentaires sur les aulnaies d'Andigny

Nous avons constaté dans la partie traitant des trophismes qu'un certain nombre d'espèces des aulnaies étaient des bioindicateurs des conditions physicochimiques du milieu (et donc sont des espèces déterminantes). Nous allons nous intéresser à l'aulnaie du ruisseau séparant les parcelles 62 et 69.

Selon le gradient de pH, du plus acide au neutre, on compte :

- *Lactarius omphaliformis*, espèce acidophile qui témoigne de la faible teneur en nitrates du secteur où il a été trouvé, une zone à sphaigne dans un méandre du ruisseau.
- *Lactarius lilacinus*, témoigne de par son caractère neutrophile, d'une tendance à l'élévation du pH, là où il a été trouvé, c'est-à-dire en bordure de l'aulnaie, sur l'autre bord du sentier forestier où d'autres feuillus se mêlaient aux aulnes.
- Les *Alnicola*, dont *A. umbrina*, se situaient dans une zone intermédiaire, moins acidifiée mais un peu plus riche en nitrates.

- *Lactarius obscuratus*, quant à lui, peut témoigner d'un enrichissement en nitrates dans la zone où il a été trouvé, entre *L. lilacinus* et les *Alnicola*, les feuilles s'accumulant davantage dans ce secteur.

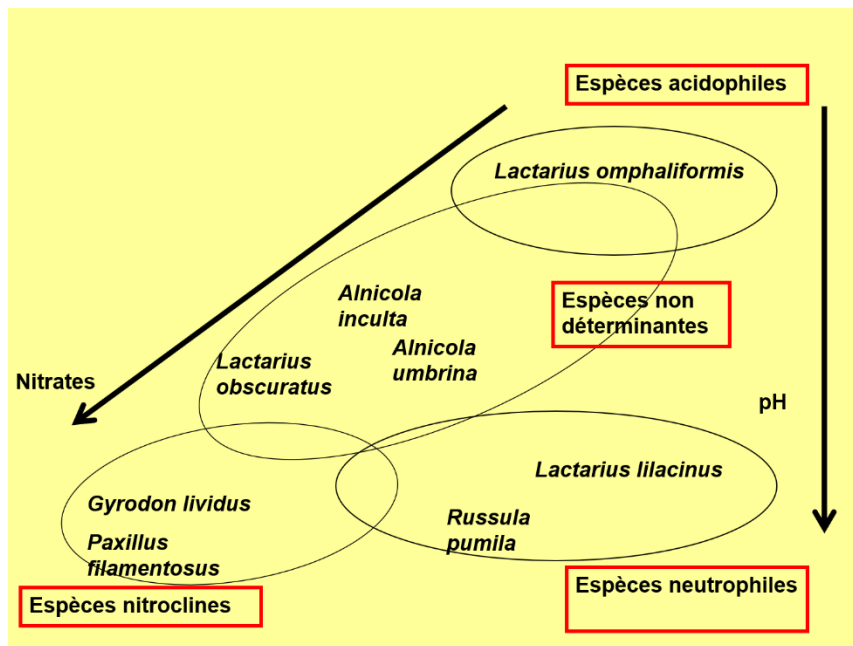


Figure 325. Diagramme présentant les espèces des aulnaies selon les conditions physicochimiques. Source : Diaporama de M. Pierre-Arthur Moreau, DU de mycologie 2017.

La découverte de ces lactaires dans la même aulnaie montre que les conditions de pH et de concentrations en nitrates ne sont pas les mêmes le long du ruisseau approvisionnant l'aulnaie. C'est toute la particularité d'Andigny que de montrer une grande diversité de milieux sur de faibles distances, d'un bord de chemin à l'autre.

On a pas trouvé de *Gyrodon lividus*, ou de *Paxillus filamentosus*, dans cette aulnaie, donc celle-ci est stable et se maintient. La pauvreté en nitrates étant préservée du fait de l'entraînement de la litière automnale par l'eau du ruisseau lors des crues.

B) Espèces sur liste rouge

Nous venons de voir que la liste des espèces déterminantes est un outil obéissant à des critères de représentativité en conservant un aspect pratique. Nous allons maintenant nous intéresser aux listes rouges, une autre application concrète d'un inventaire mycologique, qui n'explore que la menace planant sur les taxons. Quoiqu'il en soit, les deux démarches sont complémentaires. La désignation d'espèces déterminantes oriente vers une politique de préservation des biotopes mais tient peu compte de la colonisation possible de certains milieux ordinaires aux yeux d'un botaniste ou d'un phytosociologue par des espèces à forte valeur patrimoniale et qui figureront à ce titre sur une liste rouge.

1) L'origine des listes rouges

Depuis une trentaine d'années, une modification de la biodiversité est constatée par de nombreux spécialistes, que ce soit pour la faune, la flore ou la fonge... Le phénomène est toutefois difficile à apprécier, les données anciennes étant fragmentaires (et incertaines sur le plan taxinomique). Notons cependant que des études menées aux Pays-Bas (Arnold. 1987, 1988, 1989a, 1989b) et en Europe (Arnold. 1991), ont révélé une tendance au déclin des espèces mycorhiziennes comme la raréfaction de la girolle en Hollande, *Cantharellus cibarius*,

et une progression des espèces lignicoles, en particulier parasites. En ce qui concerne les saprotrophes, les espèces des sols riches en nitrates progressent au détriment des espèces sensibles à la pollution azotée, tels les genres *Cuphophyllus* et *Hygrocybe*, espèces colonisant préférentiellement les pelouses et les prairies. Toutefois cette modification des populations fongiques reste d'autant plus préoccupante que nous savons à présent que les champignons jouent un rôle fondamental dans les écosystèmes et constituent de véritables bioindicateurs de leur bon fonctionnement.

Il est plus que certain que les raisons de ce changement sont multiples :

- On pourrait supposer, puisque la girolle est un comestible recherché, qu'un des facteurs de ce déclin est une cueillette abusive. Toutefois, la majorité des mycologues estime que la cueillette ne semble pas porter atteinte au mycélium (Egli et al. 1990). Le piétinement occasionné par une pression de cueillette excessive est nettement plus préjudiciable.

On notera par ailleurs que l'affirmation selon laquelle il serait préférable de couper au couteau le pied du champignon plutôt que de « l'arracher » ne semble pas fondée, et prive en outre de précieux éléments d'identification (cf. partie sur la toxicologie)

- Il est cependant évident que la disparition de biotopes est une des causes majeures de cette diminution de la diversité fongique. En effet, de nombreuses espèces étant spécifiques d'un milieu ou d'un hôte, sa destruction entraîne fatalement la perte de son cortège fongique.
- La pollution est également mise en cause, de par le constat vis-à-vis des espèces sensibles à la pollution azotée (pour ne citer qu'elle...). De même, les effets de la pollution atmosphérique sont d'ores et déjà avérés : impact des pluies acides, eutrophisation par les retombées de composés azotés entre autres... La pollution des sols par les métaux lourds (plomb...) et les radioéléments (césium 137...) dont certains champignons sont fortement accumulateurs est fort préoccupante en termes de santé publique pour les mycophages mais leur effet sur les organismes fongiques eux-mêmes est mal connu et probablement faible.
- Enfin, une cause largement médiatisée : le réchauffement climatique. Les champignons sont fortement tributaires des conditions climatiques pour leur cycle végétatif et il est évident que cela puisse affecter la Fonge. On a observé, par le passé, une progression de l'aire de répartition de certaines espèces considérées alors comme méridionales vers le Nord, progression à mettre certainement en rapport avec le réchauffement climatique.

2) Définition et objectif d'une liste rouge

C'est un document visant à présenter les espèces vivantes dont l'existence ou la survie sont compromises par les activités humaines ou par toute autre menace (bien que l'homme soit la menace la plus sérieuse). Une liste rouge n'est pas un document à valeur réglementaire, mais plutôt un outil de communication pour porter un état de la nature à la connaissance de toutes les collectivités publiques ou privées, scientifiques ou gestionnaires forestiers, soucieux de l'avenir de notre patrimoine naturel, et qui peuvent interagir avec ce compartiment de la biodiversité et de l'environnement. Une telle liste est l'occasion de se rappeler que la perte d'une espèce est un préjudice, toujours irréversible, à l'intégrité fonctionnelle et à la richesse

patrimoniale de notre environnement naturel traditionnel. Toute modification, aussi superficielle en apparence que la disparition d'une espèce fongique, peut avoir des répercussions aux proportions imprévisibles à l'échelle de l'écosystème.

Même si la liste rouge reste un document de travail, on ne peut pas y inscrire au hasard des espèces : il existe des critères d'inscription et des catégories dans lesquelles doivent rentrer ces espèces, selon des catégories de menace plus ou moins forte (de la moins menacée à la plus menacée, jusqu'aux espèces éteintes). Ceci est donc réalisé en collaboration avec l'UICN (Union Internationale pour la Conservation de la Nature) dont un des objectifs principaux est de préparer ces listes rouges à différentes échelles, y compris mondiale, pour à priori tous les groupes d'êtres vivants que l'on peut imaginer.

L'UICN a été fondée en 1948 avec pour mission fondamentale l'inventaire et la préservation de la biodiversité. Pour cela elle mène des actions concrètes au travers de projets de conservation de la biodiversité et des ressources naturelles, en dialoguant avec les scientifiques afin d'identifier les priorités. De même, l'UICN mobilise l'attention du public et des responsables politiques sur l'urgence et l'étendue des problèmes de conservation, comme elle se charge de fournir des bases scientifiques cohérentes pour orienter les pouvoirs publics et inciter tous les acteurs à agir en vue de limiter le taux d'extinction des espèces. Bien que l'on ne connaisse pas encore officiellement de champignons disparus, citons que sur les 70 000 espèces évaluées, plus de 21 000 sont menacées d'extinction. Certains groupes taxinomiques faisant l'objet d'attention particulière et de connaissances scientifiques élaborées sont dans un état de conservation alarmant : 1/3 des amphibiens, 1/8 des oiseaux, 1/5 des mammifères, 1/4 des coraux récifaux sont menacés d'extinction.

3) La Liste rouge régionale (Nord-Pas-de-Calais)

Avant d'aborder la liste établie par l'UICN, nous allons nous intéresser à une Liste rouge régionale. Bien qu'initialement rédigée pour le Nord-Pas-de-Calais, je me permets de l'utiliser pour deux raisons : la première est la fusion des régions, il est logique d'essayer d'établir une liste rouge pour les Hauts de France (programmée par la SMNF pour 2021-2022) ; la seconde est plus pragmatique, en effet la Forêt Domaniale d'Andigny est à proximité de la limite des départements du Nord et de l'Aisne. Il est logique de penser que ce proche voisinage puisse justifier l'utilisation de cette ancienne liste rouge comme point de départ.

La première liste rouge française de champignons menacés a été réalisée dans la région Nord-pas de calais par M. le professeur Régis Courtecuisse en 1997. L'auteur a repris les critères d'inscription sur une liste rouge prévalant au niveau européen à cette époque, à savoir : les espèces très rares, les espèces ayant connu une diminution importante de fréquence d'apparition, et les espèces de fréquence variable mais liées à des biotopes eux-mêmes fortement menacés. Il a jugé opportun d'ajouter un quatrième critère : la prise en compte de la situation globale des espèces. En effet, certaines espèces pourtant bien représentées dans notre région sont

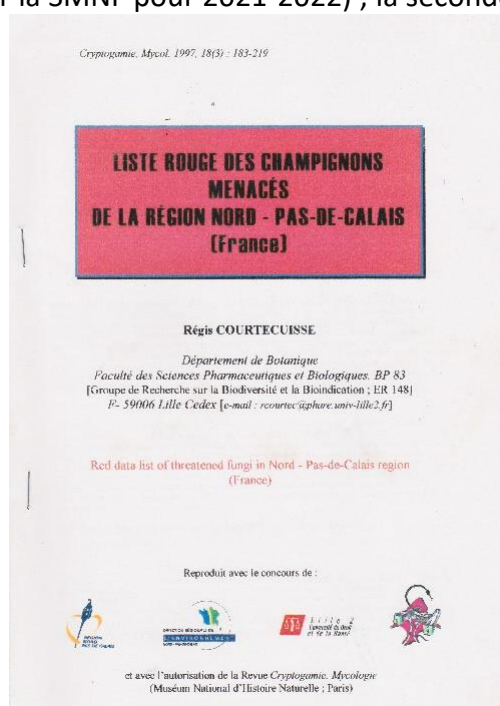


Figure 326. Page de couverture de la liste rouge des champignons menacés du Nord-Pas-de Calais

l'objet d'inquiétude ailleurs en Europe. Leur préservation dans notre région permet de constituer un réservoir de maintien de ces espèces en une région au moins de leur aire initiale.

Cette première version de la liste rouge des champignons menacés de la région Nord-Pas-de-Calais, représentant 43,47% de la Fonge régionale recensée à l'époque, distingue six catégories regroupées en deux niveaux de menace : espèces effectivement menacées et espèces potentiellement menacées.

Liste rouge de niveau I (Espèces effectivement menacées)

Catégorie 0 : espèces considérées comme éteintes

- Espèces apparemment disparues, aucune récolte depuis 1980.

Catégorie 1 : espèces menacées d'extinction

- Espèces très rares, limitées à des biotopes fortement menacés,
- Espèces rares à très rares, ayant subi une forte régression depuis les années 60,
- Espèces non revues depuis 1985.

Catégorie 2 : espèces fortement menacées

- Espèces rares, venant préférentiellement dans des stations elles-mêmes menacées,
- Espèces rares, ayant subi une régression notable depuis les années 60.

Catégorie 3 : espèces menacées

- Espèces rares ou dispersées, venant plutôt dans des biotopes menacés,
- Espèces assez rares à rares ayant fortement régressé depuis les années 60.

Liste rouge de niveau II (Espèces potentiellement menacées ou globalement sensibles).

Catégorie 4 : espèces potentiellement menacées ou vulnérables.

- Espèces rares ou très rares, sans tendance manifeste actuelle à se raréfier, et venant dans des habitats non spécialement menacés pour le moment,
- Espèces connues par une seule récolte dans la région, de ce fait potentiellement menacées (surtout dans le cas de stations sensibles ou vulnérables).

Catégorie 5 : espèces sensibles.

- Espèces apparemment non menacées pour le moment dans la région NPDC mais à surveiller en raison d'une valeur patrimoniale importante dans d'autres régions d'Europe.

Cette première liste rouge régionale, publiée en 1997, rassemble 1 236 espèces soit 43,27 % de la Fonge alors inventoriée, avec une surreprésentation des espèces mycorrhiziques. Ce chiffre alarmant justifie l'approfondissement des recherches sur les causes de ce déclin. Toute espèce de champignon, aussi insignifiante en apparence soit-elle, a sa place dans un écosystème donné, lequel peut être perturbé de façon imprévisible par sa disparition.

Comme expliqué précédemment, cette liste est « périmée » et incomplète, donc son interprétation sera biaisée. Nous prendrons le risque de l'utiliser, en connaissance de cause.

4) La liste rouge nationale

La commission de sauvegarde des espèces de l'UICN a défini les lignes directrices pour l'application des critères d'inclusion en liste rouge à un niveau « régional » (La France est une région du globe au niveau mondial, comme les Hauts de France peuvent l'être au niveau national). Notons toutefois qu'il n'existe pas encore de liste rouge nationale pour les Ascomycètes ; il existe un document de travail pour les Basidiomycètes (Courtecuisse. Inédit). La rédaction d'une liste rouge officielle est prévue pour 2020-2021. Ce document de travail, bien que basé sur ces recommandations, a été élaboré empiriquement en essayant de faire rentrer les espèces dans les catégories de l'UICN. Il s'articule autour de 6+1 catégories, que l'on peut approximativement rapprocher des 6 précédentes (liste régionale de 1997) :

Les critères de l'UICN, malheureusement, ne sont pas forcément applicables aux champignons.

- A : Réduction de la taille des populations,
- B : Répartition géographique qu'il s'agisse de B1 (zone d'occurrence) ou B2 (zone d'occupation) ou des deux ,
- C : Population estimée à moins de 250 individus adultes et présentant un déclin,
- D : Population estimée à moins de 50 individus adultes,
- E : Analyse quantitative montrant que la probabilité d'extinction à l'état sauvage s'élève à 50 % au moins en l'espace de 10 ans ou 3 générations, selon la période la plus longue (maximum de 100 ans).

En fonction de ces critères, on a créé les catégories suivantes :

- **EX : ETEINT (Extinct)**

Un taxon est dit *éteint* lorsqu'il ne fait aucun doute que le dernier individu est mort. Un taxon est présumé éteint lorsque des études exhaustives menées dans son habitat connu ou présumé, à des périodes appropriées, et dans l'ensemble de son aire de répartition historique, n'ont pas permis de noter la présence d'un seul individu.

- **EW : ETEINT A L'ETAT SAUVAGE**

Non applicable aux fungi.

- **CR : EN DANGER CRITIQUE D'EXTINCTION (Critically endangered)**

Un taxon est dit en *danger critique d'extinction* lorsqu'il est confronté à un risque d'extinction extrêmement élevé, à l'état sauvage.

- **« RE » : Espèces disparues au niveau régional**

Cette catégorie a été créée artificiellement car un taxon peut avoir entièrement disparu d'une région du globe, mais être encore présent ailleurs. Exemple : une espèce disparue de France, mais encore présente en Allemagne.

- **EN : EN DANGER (Endangered)**

Un taxon est dit *en danger* lorsqu'il est confronté à un risque très élevé d'extinction à l'état sauvage.

- **VU : VULNERABLE (Vulnerable)**

Un taxon est dit *vulnérable* lorsqu'il est confronté à un risque élevé d'extinction à l'état sauvage.

- **NT : QUASI-MENACE (Nearly threatened)**

Un taxon est dit *quasi menacé* lorsqu'il ne remplit pas, pour l'instant, les critères des catégories CR, EN, VU, mais qu'il est près de les remplir ou qu'il les remplira probablement dans un proche avenir.

- **LC : PREOCCUPATION MINEURE (Least concern)**

Un taxon est dit de *préoccupation mineure* lorsqu'il ne remplit pas les critères des catégories, CR, EN, VU, et NT. Dans cette catégorie, sont inclus les taxons largement répandus et abondants.

- **DD : DONNEES INSUFFISANTES (Data deficient)**

Un taxon est dit de *données insuffisantes* lorsqu'on ne dispose pas d'assez de données pour évaluer directement ou indirectement le risque d'extinction en fonction de sa distribution et/ou de l'état de sa population.

- **NE : NON EVALUE (Not evaluated)**

Un taxon est dit *non évalué* lorsqu'il n'a pas encore été confronté aux critères.

- **HL : HORS LISTE**

Un taxon est dit *hors liste* lorsqu'il a été confronté aux critères et qu'il est exclu de l'inscription sur une liste rouge.

5) Quel est l'intérêt de faire des listes rouges ?

a. Attention accrue des politiques des gestionnaires envers la Fonge.

L'objectif est de faire prendre en compte la Fonge au même titre que la flore et la faune en matière de biodiversité.

Si on a une liste rouge, le regard des gestionnaires sur la Fonge devrait changer, puisqu'ils auront un document important en main et qu'ils vont devoir prendre en compte les champignons par rapport à leurs propres listes rouges de manière plus concrète.

b. Accélération des progrès dans la connaissance des *Fungi*.

Il faut stimuler les mycologues eux-mêmes à regarder les champignons d'une manière plus écologique et environnementale. On a énormément de mycologues qui sont des amateurs, parfois très éclairés mais qui restent à l'échelon taxinomique de reconnaissance. Le fait d'avoir un développement des questions d'environnement et de protection des espèces en mycologie va aussi susciter plus d'intérêt chez les mycologues pour cette thématique là et donc la connaissance de l'écologie des champignons devrait aussi en bénéficier.

c. Augmentation des commandes d'études et développement du volet partenariat des associations

Les gestionnaires de l'environnement vont s'intéresser davantage à la Fonge et donc commander davantage d'études sur les inventaires fongiques aux mycologues.

d. Possibilité de recrutement au sein des structures gestionnaires et des associations

On ne peut qu'espérer que la mycologie se professionnalise au moins en partie à l'instar de la botanique et de la zoologie. On a tout à gagner, les *Fungi*, les mycologues, les associations, les gestionnaires, à cette évolution.

J'ai eu le bonheur d'apprendre que des officiers de l'ONF étaient inscrits pour le prochain DU de Mycologie, tout cela apporte de l'espoir pour l'inventaire de la Fonge et sa prise en compte dans la gestion forestière.

6) Qu'en est-il pour Andigny ?

a. Par rapport à la liste régionale

Nous avons recensé 679 taxons pour la forêt d'Andigny depuis les premières récoltes en 1998. Il y a donc 138 taxons, ascomycètes et basidiomycètes confondus, mentionnés dans cette liste rouge. Il faut cependant préciser ce décompte en deux catégories bien distinctes, comme expliqué précédemment, à savoir 39 taxons effectivement menacés et 99 taxons potentiellement menacés (ou globalement sensibles), soit respectivement 5,71 % et 14,49 % des champignons recensés.

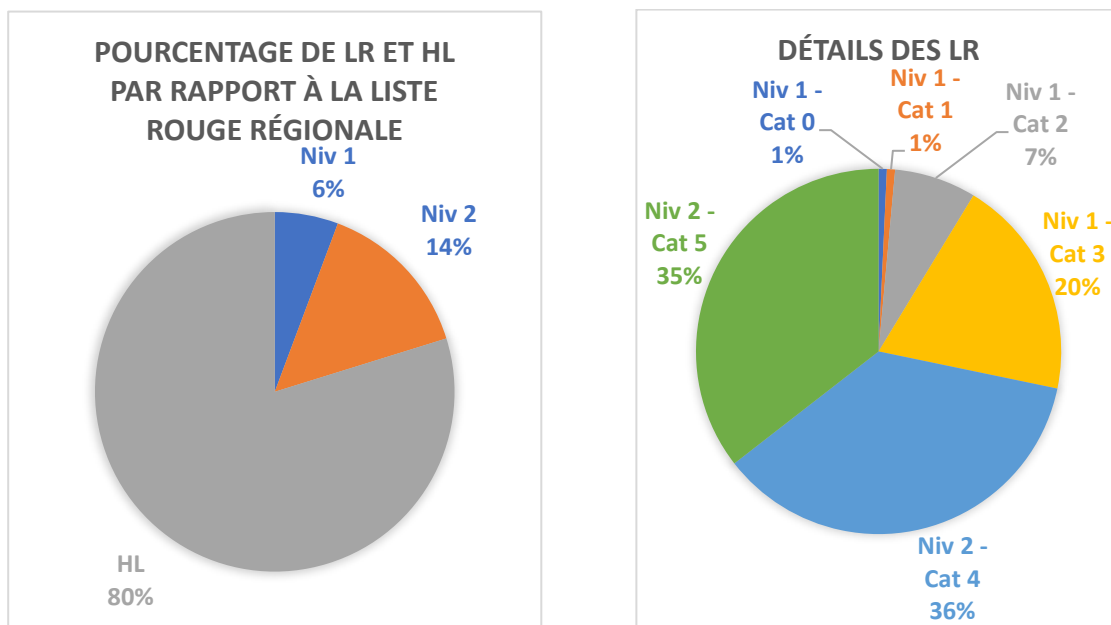


Figure 327. Diagrammes des espèces sur liste rouge régionale

Tableau 27. Détails des effectifs pour la liste rouge régionale

Catégorie de liste rouge	Effectifs	Pourcentage des LR par rapport aux taxons recensés	Pourcentages des LR par rapport aux taxons sur liste rouge
Niveau 1 – Catégorie 0	1	0,15 %	0,72 %
Niveau 1 – Catégorie 1	1	0,15 %	0,72 %
Niveau 1 – Catégorie 2	10	1,46 %	7,25 %
Niveau 1 – Catégorie 3	27	3,95 %	19,57 %
Niveau 2 – Catégorie 4	50	7,32 %	36,23 %
Niveau 2 – Catégorie 5	49	7,17 %	35,51 %

Il faut toutefois modérer les informations obtenues pour cette liste rouge. En effet, la diversité fongique régionale actuelle est au moins deux fois plus importante qu'à l'époque : il faut donc souligner le caractère indicatif de cette étude-ci, de par son ancienneté et dans l'attente d'une liste actualisée. Par ailleurs, on observe un taxon de catégorie 0 (*Hygrophorus pustulatus*), correspondant alors aux espèces considérées comme éteintes au niveau régional. Ce paradoxe contradictoire s'explique d'une part avec l'utilisation d'une liste ancienne (mais qui a le mérite d'exister), mais surtout parce que cette liste n'était réellement applicable qu'à la région Nord-Pas-de-Calais et que nous osons l'utiliser ici. Toutefois retrouver une espèce supposée éteinte, même pour la région voisine, reste en soi une bonne nouvelle.

b. Par rapport à la liste rouge nationale

Sur les 679 taxons recensés, 589 sont des basidiomycètes. Il y a donc 102 taxons soit 17,2 % des basidiomycètes recensés qui apparaissent dans une des catégories de la liste rouge nationale, version 2009. Mais remarquons que 4 taxons n'ont pas été évalués et que 62 taxons nécessitent des données supplémentaires pour être convenablement évalués, ce qui fait tout de même 10,46 % des taxons qui peuvent potentiellement, ou non, figurer un jour dans une des catégories de la liste rouge nationale des basidiomycètes. Ils se répartissent de la façon suivante :

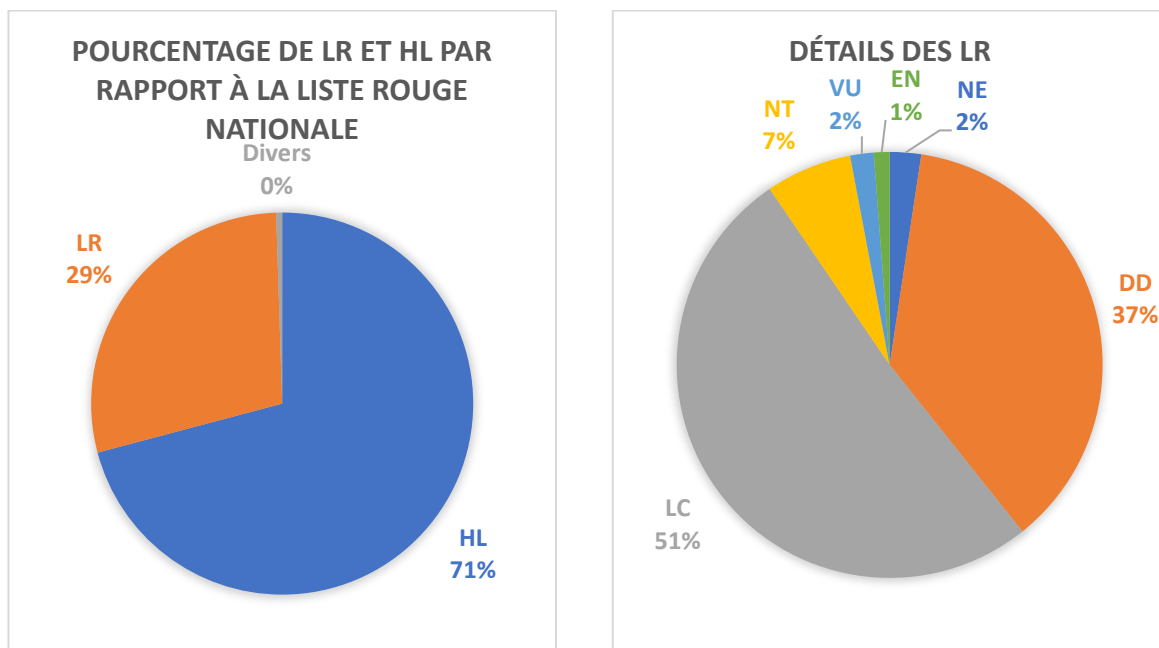


Figure 328. Diagrammes des espèces sur liste rouge nationale

Tableau 28. Détails des effectifs pour la liste rouge nationale

Catégorie de liste rouge	Effectifs	Pourcentage des LR par rapport aux taxons recensés	Pourcentages des LR par rapport aux taxons sur liste rouge
NE	4	0,67 %	2,38 %
DD	62	10,46 %	36,90 %
LC	86	14,50 %	51,19 %
NT	11	1,85 %	6,55 %
VU	3	0,51 %	1,79 %
EN	2	0,34 %	1,19 %
CR	0	0 %	0 %
EX	0	0 %	0 %

On observe que les catégories « Eteinte » et « En danger critique d'extinction » ne sont pas représentées pour la forêt d'Andigny.

Notons toutefois que l'utilisation de cette liste rouge nationale est biaisée. En effet, il faut souligner le fait que les populations forestières de conifères (et donc leur cortèges fongiques) ne sont pas indigènes à notre région mais plantées pour la sylviculture. C'est un biais dans le sens ou ce n'est pas en accord avec le critère de l'UICN traitant des aires d'indigénat originelles des espèces effectivement sur liste rouge.

On peut conclure en affirmant que l'intérêt patrimonial de la Forêt Domaniale d'Andigny est relativement faible et que bien d'autres forêts dans la région des Hauts de France, et encore plus dans d'autres régions, sont plus « précieuses » sur le plan mycologique. Toutefois, ce site peut jouer un rôle de réservoir de sauvegarde de plusieurs espèces menacées pour la France.

C) Les indices patrimoniaux

1) Principes de calcul

Voici enfin notre troisième catégorie d'informations, qui va nous permettre de comparer la valeur patrimoniale de la forêt d'Andigny à celles des autres sites inventoriés des Hauts de France.

La notion d'indice patrimonial (Courtecuisse. 2000), repose sur l'existence d'une liste rouge ! C'est intrinsèque au calcul de cet indice. Du fait que les listes rouges sont découpées en diverses catégories de menaces, du moins menacé au plus menacé, chaque espèce peut se voir attribuer un « poids » statistique en fonction de la catégorie de menace dans laquelle elle se trouve, les espèces les plus menacées ayant un poids statistique plus important. On va ainsi attribuer un poids à chacune des catégories en multipliant le nombre d'espèces dans cette catégorie par le coefficient correspondant. Cette somme de produits obtenus donne un indice patrimonial brut dont la valeur témoigne du « poids » de la liste rouge dans l'inventaire effectué.

Tableau 29. "Poids" patrimonial imputable aux listes rouges

Liste rouge de M. Courtecuisse	Effectifs pour la LR régionale	« Poids » imputable	Effectifs pour la LR nationale	Liste rouge selon les critères de l'UICN
Niv 2 – Cat 5	49	1	86	LC
Niv 2 – Cat 4	50	2	11	NT
Niv 1 – Cat 3	27	3	3	VU
Niv 1 – Cat 2	10	4	2	EN
Niv 1 – Cat 1	1	5	0	CR
Niv 1 – Cat 0	1	6	0	EX

Nous mettons en regard la liste établie par L'UICN et celle établie par M. le professeur Courtecuisse en 1997, avec le même système d'attribution de « poids » afin d'effectuer une comparaison des indices patrimoniaux obtenus avec ces deux listes rouges distinctes.

Ainsi, nous obtenons un poids patrimonial brut de 281 avec la liste rouge régionale et 125 avec la liste rouge nationale.

Pour pouvoir comparer cet indice à ceux des autres milieux étudiés, il faut diviser cet indice brut par le nombre de centaines d'espèces pour gommer la surdiversité numérique entre les différents relevés des différents massifs forestiers. On obtient ainsi l'indice patrimonial

pondéré (nommé Ip), qui est respectivement de **41,14** pour la liste rouge régionale et de **21,08** pour la liste rouge nationale.

Cette différence est logique. De façon générale, l'attribution à une catégorie de liste rouge est presque obligatoirement inférieure (donc moins menacée) à l'échelle nationale. Il est possible que cette espèce en question soit présente dans d'autres régions où elle n'est pas dans la même catégorie de menace (et statistiquement probable que ce soit à un degré moindre car ce sera un milieu plus favorable). Ainsi l'indice à l'échelle nationale, devant tenir compte de toutes les régions, sera mécaniquement amoindri vis-à-vis de chaque indice régional.

2) Comparaison de la valeur d'Andigny avec les autres sites

L'intérêt de ce calcul est de permettre la comparaison des sites les uns par rapport aux autres. Ceci, à terme, permettra la hiérarchisation inter-sites sur le plan patrimonial fongique ; et apportera une aide à la décision pour le gestionnaire, et éventuellement permettra d'assurer un suivi diachronique (en évaluant la qualité de gestion). Précisons que nous utiliserons l'indice patrimonial régional dans cette comparaison.

Tableau 30. Comparaison des différents massifs forestiers

Massif forestier	Bonsecours	Hardelot	Guînes	Desvres	Rihoult-Clairmarais	Andigny	St-Amand Ouest	Boulogne	St-Amand Est	Mormal
Superficie (Ha)	480	620	806	1148	1200	1432	1813	2018	2934	9136
Nombre d'espèces	474	823	806	1000	663	683	596	981	768	876
Diversité aréale	0,99	1,33	1,00	0,87	0,55	0,48	0,33	0,49	0,26	0,10
Diversité aréale pondérée	0,47	0,82	0,81	1,00	0,66	0,68	0,60	0,98	0,77	0,88
% d'espèces sur liste rouge	12,66	27,83	26,27	38,0	25,19	20,20	19,63	27,42	23,83	26,14
LR 0	0	2	2	23	10	1	11	4	3	7
LR 1	2	4	2	10	4	1	0	7	5	2
LR 2	2	29	24	49	10	10	12	27	15	14
LR 3	9	46	54	94	40	27	20	67	38	55

LR 4	23	80	67	105	44	50	38	88	59	75
LR 5	24	68	6	99	59	49	46	76	63	76
Ip brut	115	485	477	975	387	281	236	620	398	499
Ip pondéré	24,26	58,93	59,11	97,5	58,37	41,14	39,6	63,2	51,82	56,96

En observant la valeur patrimoniale des différents massifs représentatifs de la région, de surface relativement proche de celle d'Andigny, on constate que la forêt de Desvres, avec un indice patrimonial pondéré de 97,5 est le site présentant le plus grand intérêt patrimonial avec une Fonge très diversifiée. Cette forêt remarquable est suivie par les forêts de Boulogne, de Guînes, de Harelot, de Rihoult-Clairmarais, de Mormal et enfin de St-Amand Est, toutes présentant une richesse patrimoniale très voisine les unes des autres.

Pour Andigny, avec un indice patrimonial pondéré de **41,14**, la forêt est plutôt bien placée. En tenant compte des conditions météorologiques très défavorables pour la Fonge qui ont affecté ces récoltes, nous sommes en droit de penser qu'avec des conditions normales, davantage d'espèces « intéressantes » se seraient peut-être manifestées. Ou bien, du fait de la bonne représentativité des relevés, la forêt d'Andigny est en peu en dessous de la « moyenne » des forêts régionales (de 53,64), d'un point de vue patrimonial... ou est-ce que le site lui-même serait en fait appauvri ?

Il faut garder espoir que ce nombre pourra être amélioré à l'avenir, en continuant de prospecter la forêt, encore et toujours. De cette manière, on pourra réévaluer régulièrement l'indice patrimonial de la forêt d'Andigny.

Si l'indice patrimonial au fil des années reste stable, on devra s'en satisfaire. S'il augmente, ce serait encore mieux car cela signifierait que l'on a favorisé des espèces menacées ailleurs et qui se plaisent à cet endroit. Une excellente nouvelle donc ! S'il chute, eh bien, ce sera le signe d'une mauvaise gestion – sur le plan de la Fonge - et que des espèces menacées auront disparu et qu'on aurait dû faire mieux.

Attention, ce n'est pas une critique ! Le métier de gestionnaire environnemental est un métier complexe, où il est difficile d'avoir tous les outils et toutes les connaissances en main. Il faut faire au mieux en fonction des données que l'on possède. Et il n'est pas rare qu'en voulant favoriser une espèce, on en défavorise une autre, quelle que soit son appartenance aux groupes (plantes, insectes, fungi...) C'est très compliqué d'avoir une gestion qui favorise l'ensemble des composants de la biodiversité.

En tout cas, c'est un outil qui est très commode à utiliser et très simple à condition d'avoir cette fameuse liste rouge, et qui nous permet de positionner, à l'échelle régionale, le site en question sur le plan de sa valeur patrimoniale par rapport à la Fonge.

V. ANALYSE FONCTIONNELLE

A) Etudes des types trophiques

Les champignons ont et jouent un rôle essentiel dans le fonctionnement des écosystèmes, de par leurs trophismes, en établissant de nombreuses relations avec les autres êtres vivants (symbioses et parasitismes), ou morts avec la décomposition et le recyclage de la matière organique. À cause de cette place centrale, ils sont particulièrement sensibles aux modifications de l'environnement. Ainsi la composition d'une population fongique est en soi un excellent bioindicateur du fonctionnement et de la « santé » d'un écosystème.

L'apparition ou la disparition de certaines espèces doit nous interpeler. À l'instar des espèces déterminantes, l'interprétation de cette modification du cortège fongique pourra nous renseigner sur l'évolution de l'écosystème concerné, tout comme son origine, qu'elle soit naturelle ou anthropique (pollutions, dérèglement climatique...).

Cela a été développé et mis en application dans le programme RENECOFOR. Le *REseau National de suivi à long-terme des ECosystèmes FORestiers*, relevant d'une démarche européenne, a été lancé par l'ONF en 1992. Il a pour mission le suivi de multiples paramètres environnementaux (diversité floristique, répartition des essences végétales, suivi des populations animales, retombées des différents minéraux venant des pluies, etc.) sur des sites représentatifs de la diversité des écosystèmes forestiers. L'objectif au terme de cette vaste étude est de mettre en évidence les changements intervenants au sein de ces écosystèmes et de comprendre l'origine des modifications alors observées.

Ainsi le volet mycologique, piloté par l'Observatoire mycologique, avec la participation de très nombreux mycologues (sous la responsabilité de Messieurs Régis Courtecuisse, Pierre-Arthur Moreau et Gilles Corriol en particulier) a permis de constater la relation existant entre les différents trophismes des Fungi et la santé de l'écosystème forestier. D'après leurs expériences, le bon fonctionnement d'un écosystème se traduit par l'obtention de proportions équilibrées des pourcentages relatifs des différents types trophiques, réévaluables d'une année sur l'autre. Ces données seraient une des composantes pour calculer l'indice fonctionnel.

Il faut cependant dire que la formule pour calculer cet indice n'a pas encore été trouvée ! Le principe de cet indice fonctionnel est d'arriver à une valeur unique, à partir d'une foule de paramètres forestiers vis-à-vis des peuplements, des coupes antérieures, des accidents climatiques, c'est-à-dire toute sorte de paramètres pertinents, relatifs à l'écosystème forestier, et également en y incorporant les pourcentages des trophismes fongiques évoqués et étudiés précédemment. Tout cela pour obtenir un indice qui pourra être positionné sur une échelle de normalité (allant de situations anormales, à des situations favorables au fonctionnement de l'écosystème). Toutefois l'élaboration de cet indice est un travail très complexe et toujours en cours. C'est pourquoi nous explorerons l'aspect fonctionnel de la forêt au travers du spectre biologique.

Voici un tableau présentant la répartition des récoltes dans la forêt d'Andigny, en fonction de leur trophisme, lorsque celui-ci est connu. Notons d'une part, qu'il ne s'agit que de basidiomycètes, puisque le statut trophique de nombreux ascomycètes est encore mal ou peu connu. D'autre part, une même espèce peut cumuler plusieurs trophismes. Enfin, je fais figurer entre parenthèses, l'abréviation utilisée dans l'annexe.

Tableau 31. Dénombrement des espèces en fonction de leur statut trophique

Statut trophique	Nombre d'espèces	Pourcentage par rapport au total d'espèces
Ectomycorhiziques (EcM)	243	40,98 %
Associés aux bryophytes (Mo)	6	1,01 %
Parasites fongicoles (PFu)	2	0,34 %
Parasites biotrophes fongicoles (PbFu)	1	0,17 %
Parasites nécrotrophes fongicoles (PnFu)	4	0,67 %
Parasites herbicoles (PHe)	1	0,17 %
Parasites nécrotrophes lignicole (PnL)	21	3,54 %
Saprotrophes [non précisé] (S)	8	1,35 %
Saprotrophes coprophiles (SCo)	2	0,34 %
Saprotrophes foliicoles (SFo)	7	1,18 %
Saprotrophes herbicoles (SHe)	6	1,01 %
Saprotrophes humicoles (SHu)	168	28,33 %
Saprotrophes lignicoles (SL)	163	27,49 %
Saprotrophes pyrénicoles (SPy)	1	0,17 %
Saprotrophes strobilicoles [cônes et pommes de pin] (SSt)	3	0,51 %

La liste obtenue comporte donc 40,98% d'ectomycorhiziques, 60,37% de saprotrophes totaux et 4,89% de parasites totaux. Toutefois pour les analyses complémentaires, nous devons faire la distinction entre les saprotrophes lignicoles et les autres saprotrophes, ce qui donne des pourcentages respectifs de 27,49% et 32,88%.

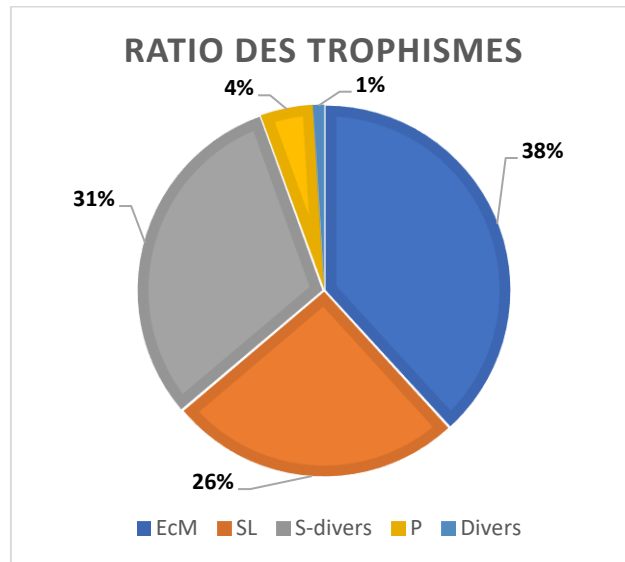


Figure 329. Diagramme des différents trophismes

Le pourcentage des espèces ectomycorhiziennes est, au vu de ce que nous venons d'expliquer, un bon bioindicateur de l'état de santé d'une forêt. Dans les meilleures conditions, ce pourcentage atteint plus de 50% (d'après les observations accumulées dans le cadre du RENECOFOR). Pour la forêt d'Andigny, il n'est que de 40,98%, un pourcentage relativement faible. Il pourrait être expliqué en partie par les mauvaises conditions de récolte, tout comme la présence de peuplements d'âges différents. En effet, le nombre de mycorhiziens est moins élevé pour un peuplement forestier jeune, pour augmenter au fur et à mesure que se développe la rhizosphère (et donc les mycorhizes). Culminant lorsque le peuplement est mature, il finit par décroître pour un peuplement âgé, qui se caractérise alors par l'apparition d'espèces beaucoup plus spécifiques de leur hôte.

Remarquons également que ce pourcentage aurait été mécaniquement diminué si l'on avait considéré les ascomycètes, qui sont pour la plupart des saprotrophes.

On peut aussi calculer le rapport des saprotrophes lignicoles sur les saprotrophes totaux, qui est de 45,53%. Ce rapport simple permet de faire le constat de la présence de bois mort et de son « recyclage » par les champignons décomposeurs vis-à-vis de la quantité présente dans la forêt. Nous n'avons cependant pas d'échelle de normalité établie pour évaluer ce rapport, qui n'a donc qu'une valeur indicative.

B) Le Spectre biologique Courtecuisse et al. (1997, 1998, 2000) et Moreau (2002).

La notion du spectre biologique découle des observations faites dans le cadre des expérimentations menées au cours du programme RENECOFOR. Elle vient du constat fait de la stabilité des pourcentages trophiques d'une année sur l'autre, malgré un nombre variable d'espèces recensées, et également de la littérature traitant de l'évolution du statut mycorhizien en fonction de l'âge des peuplements forestiers. M. le professeur Régis Courtecuisse en a conclu que la répartition relative entre les symbiotiques, les parasites et les décomposeurs exprimait « quelque chose » par rapport au site étudié en ce qui concerne la composante fongique de sa diversité. Ce quelque chose est devenu le **spectre biologique**, reflétant le fonctionnement du cortège fongique dans l'écosystème étudié.

La formule du Spectre biologique (Sb) est la suivante :

$$\text{Sb} = \text{Nombre de mycorhiziens} / (\text{Nombre de saprotrophes humicoles} + \text{foliicoles})$$

La valeur idéale de ce spectre biologique est de l'ordre de 0,5 (Thèse E. Bastien, 2010). Ainsi on peut observer deux situations plausibles :

- Si le SB est < 0,5, il existe un déficit en espèces ectomycorhiziennes. Soit les parcelles sont trop jeunes ou trop vieilles, soit il existe un dépérissement des arbres par maladies ou parasites.
- Si le SB est > 0,5, il y a un déficit en décomposeurs. Cela peut révéler un sol appauvri en matières organiques (oligotrophie).

Pour la forêt d'Andigny, le spectre biologique est de 1,39 (et de 1,25 si on considère tous les saprotrophes hormis lignicoles). Cette valeur élevée indique un déficit en saprotrophes non lignicoles. À nouveau, cette valeur anormale peut être expliquée par les conditions météorologiques difficiles qui ont perturbé la production de sporophores. J'y ajouterai le constat personnel fait durant les automnes 2017 et 2018, à savoir que la sécheresse fut telle que la litière forestière ne fut même pas décomposée. C'est probablement pour cela que le sol s'est appauvri, par défaut de recyclage de la matière organique...

Il nous faut toutefois mener la réflexion suivante : ce que nous indique le spectre biologique, est qu'il y aurait, a priori, un excès d'espèces mycorhiziennes, et un défaut d'espèces saprotrophes. Toutefois, il faut comprendre que ces espèces ne réagissent pas de la même manière face à la sécheresse. En effet, la litière forestière n'étant pas humide, même si le champignon saprotrophe est présent, il ne peut décomposer cette litière et encore moins produire de sporophore. Les symbiotiques, de par leur relations avec l'arbre hôte, arrivent tant bien que mal à produire un sporophore.

Ce qui fait que ce spectre biologique est en fait biaisé par les conditions météo : quand on regarde les pourcentages des trophismes, il n'est que de 41% pour les mycorhiziens (et donc faible aussi). Ce qui fait qu'à Andigny il y a un déficit en espèces saprotrophes de litière mais aussi un déficit de mycorhiziens, moins important mais néanmoins présent. D'où la valeur anormale, dans une certaine mesure, de ce spectre biologique.

2^e sous-partie : Analyse parcellaire

Nous allons essayer dans cette sous-partie de procéder à une analyse détaillée d'un certain nombre de parcelles pour ensuite les comparer. A terme, ces investigations nous permettront d'émettre des précautions d'aménagement pour les parcelles intéressantes pour contribuer à la préservation de la biodiversité fongique.

I. QUELLES PARCELLES CHOISIR ? EN FONCTION DE QUEL CRITERE ?

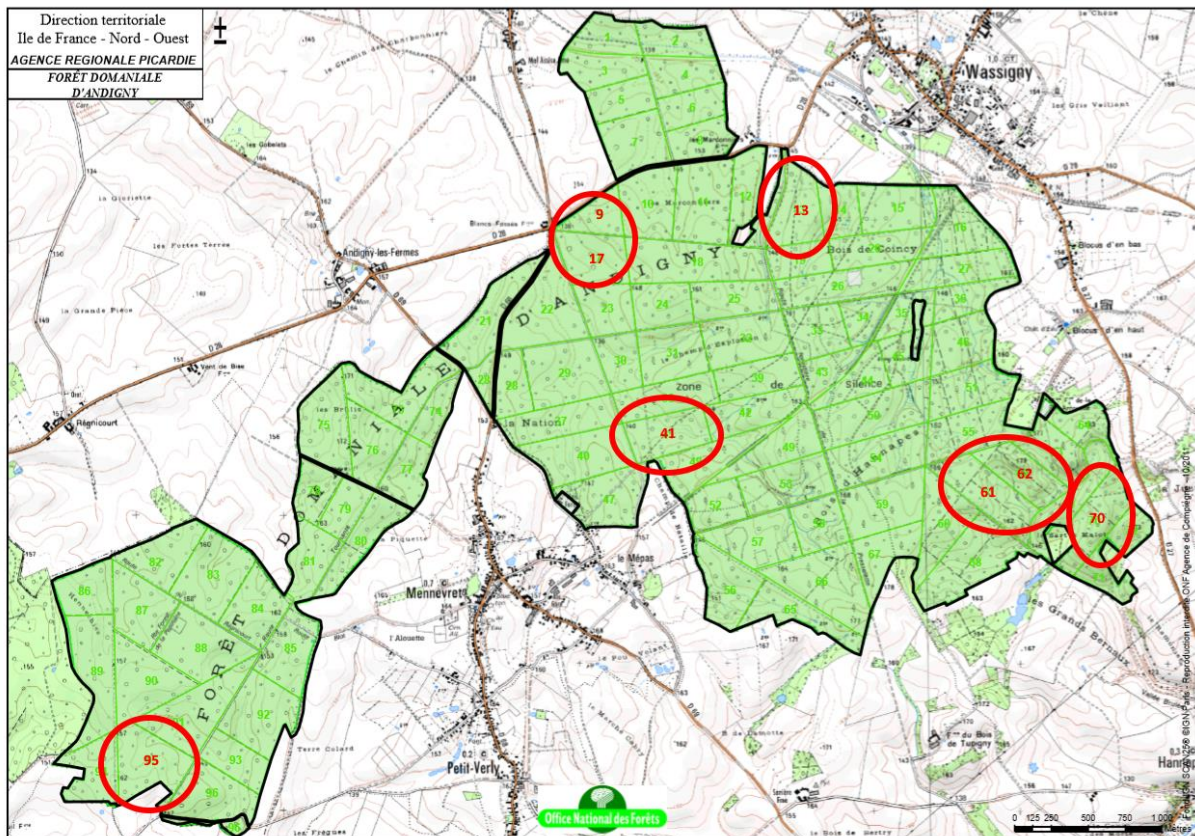
Le premier critère est sans aucun doute le nombre de sorties effectuées pour cette parcelle. En effet, plus nous avons de récoltes, plus l'inventaire spécifique à cette parcelle peut être représentatif. Il faut avoir au minimum 100 taxons pour pouvoir étudier correctement l'écosystème d'une parcelle. Un chiffre minimal de 5 récoltes sera une sécurité pour le choix des parcelles à étudier.

Le second critère est « l'intérêt » qu'a cette parcelle, dans le sens où il est plus judicieux d'analyser une parcelle contenant des espèces « intéressantes » et dont l'analyse pourra être pertinente. Ainsi, nous tiendrons compte dans notre choix, des espèces nouvelles, des espèces déterminantes et des espèces sur liste rouge.

À partir de ces critères nous avons choisi d'analyser les « six » parcelles ou groupes de parcelles suivants : 9-17, 13, 41, 61-62, 70 et 95. Les parcelles 9-17 et 61-62 sont regroupées car les prospections menées ont souvent « débordé » sur la parcelle adjacente, sans tenir compte de la délimitation parcellaire de l'ONF si tant est qu'elle soit visible. Bien que les parcelles 9 et 17 soit séparées par une laie forestière, nos prospections n'en n'ont hélas pas tenu compte (en particulier lors des sorties associatives où les membres se dispersent plus volontiers dans la forêt pour une meilleure récolte) ; je ne saurais vous dire où se situe la séparation entre les parcelles 61 et 62.

Nous effectuerons une analyse parcelle par parcelle avant de les comparer. Quelques remarques préliminaires :

- En ce qui concerne l'indice de représentativité, il est évident qu'il sera bien plus bas que celui déterminé pour l'ensemble de la forêt d'Andigny, il ne sera calculé qu'à titre indicatif.
- Pour le calcul de l'indice patrimonial, nous utiliserons également les deux documents de travail disponibles concernant les listes rouges, en tenant compte des réflexions formulées lors de l'analyse globale.



Carte 8. Localisation des parcelles étudiées. Source : carte de l'ONF

II. ANALYSE PARCELLE PAR PARCELLE

A) Parcelle « 9-17 ».

Type de peuplement (selon l'ONF) : futaie chêne bois moyens pour la parcelle 9 et futaie chêne gros bois pour la parcelle 17.

Ce duo de parcelles a fait l'objet de prospections par la SMNF en 2016 et en 2019. En y ajoutant mes propres récoltes, nous cumulons 231 taxons pour 5 sorties.

1) Indice de représentativité

Avec 157 taxons vus une seule fois, nous pouvons calculer un TEE de 0,68 et donc un IR de 0,32. Cet indice qualifie la représentativité de cette parcelle comme étant encore insuffisante.

2) Diversité aréale

La surface de ces deux parcelles est de 24,21 hectares, ce qui donne une diversité aréale de 9,54 taxons par hectare.

3) Espèces déterminantes

Sur les 157 taxons, 16 sont des espèces déterminantes. Notons qu'elles ont toutes été trouvées dans la parcelle 17.

Tableau 32. Décompte des espèces déterminantes de la parcelle 17

Catégorie	Effectifs
Espèces « parapluies »	0
Espèces déterminantes	3
Espèces caractéristiques	13

4) Indice patrimonial

Sur les 231 taxons, 209 sont des basidiomycètes, et seulement 40 figurent dans la liste rouge.

Tableau 33. Décompte des espèces sur liste rouge de la parcelle 9-17

Catégorie de liste rouge	Effectifs	Pourcentage des LR par rapport aux taxons recensés
NE	0	0 %
DD	13	6,28 %
LC	24	11,59 %
NT	3	1,45 %
VU	0	0 %
EN	0	0 %
CR	0	0 %
EX	0	0 %

Le « poids » patrimonial brut est de 30. L'indice patrimonial est de 14,35.

5) Spectre biologique

Tableau 34. Décompte des espèces selon leur trophisme de la parcelle 9-17

Statut trophique	Nombre d'espèces	Pourcentage par rapport au total d'espèces
EcM	89	39,91 %
Mo	2	0,90 %
PnL	8	3,59 %
S	4	1,79 %

SFo	4	1,79 %
SHu	63	28,25 %
SL	53	23,77%

Le spectre biologique pour cette parcelle est de 1,33. Et le rapport SL/ST est de 0,43.

B) Parcelle 13.

Type de peuplement (selon l'ONF) : futaie peuplier bois moyens.

Nos récoltes permettent de comptabiliser 109 taxons pour 7 sorties.

1) Indice de représentativité

Avec 67 taxons vus une seule fois, nous pouvons calculer un TEE de 0,61 et donc un IR de 0,39. Cet indice qualifie la représentativité de cette parcelle comme étant insuffisante.

2) Diversité aréale

La surface de cette parcelle est de 15,21 hectares, ce qui donne une diversité aréale de 7,17 taxons par hectare.

3) Espèces déterminantes

Sur les 109 taxons, 4 sont des espèces déterminantes.

Tableau 35. Décompte des espèces déterminantes de la parcelle 13

Catégorie	Effectifs
Espèces « parapluies »	0
Espèces déterminantes	0
Espèces caractéristiques	4

4) Indice patrimonial

Sur les 109 taxons, 100 sont des basidiomycètes, et seulement 20 figurent dans la liste rouge.

Tableau 36. Décompte des espèces sur liste rouge de la parcelle 13

Catégorie de liste rouge	Effectifs	Pourcentage des LR par rapport aux taxons recensés
NE	2	2,04 %
DD	5	5,10 %
LC	12	11,24 %

NT	1	1,02 %
VU	0	0 %
EN	0	0 %
CR	0	0 %
EX	0	0 %

Le « poids » patrimonial brut est de 14. L'indice patrimonial est de 14.

5) Spectre biologique

Tableau 37. Décompte des espèces selon leur trophisme de la parcelle 13

Statut trophique	Nombre d'espèces	Pourcentage par rapport au total d'espèces
EcM	45	43,27 %
Mo	1	0,96 %
PnFu	1	0,96 %
PnL	2	1,92 %
S	1	0,96 %
SFo	2	1,92 %
SHu	28	26,92 %
SL	24	23,08 %

Le spectre biologique pour cette parcelle est de 1,5. Et le rapport SL/ST est de 0,44.

C) Parcelle 41.

Type de peuplement (selon l'ONF) : futaie érable bois moyens et futaie chêne gros bois.

Au sein de cette parcelle, se trouve une ancienne carrière de craie, laquelle constitue un biotope particulier favorable aux « lépiotes ». Cette station est précieuse d'un point de vue mycologique de par la spécificité (et rareté) de sa Fonge et l'intérêt patrimonial qui en découle (Cf. § Commentaires spécifiques de *Cystolepiota hetieri* concernant le COFREFOR visant à proposer aux forestiers ces îlots comme éléments de protection et de prise en compte dans leur plan de gestion et d'aménagement).

Nos récoltes permettent de comptabiliser 152 taxons pour 5 sorties.

1) Indice de représentativité

Avec 105 taxons vu une seule fois, nous pouvons calculer un TEE de 0,69 et donc un IR de 0,31. Cet indice qualifie la représentativité de cette parcelle comme étant insuffisante.

2) Diversité aréale

La surface de cette parcelles est de 14,57 hectares, ce qui donne une diversité aréale de 10,43 taxons par hectare.

3) Espèces déterminantes

Sur les 152 taxons, 9 sont des espèces déterminantes.

Tableau 38. Décompte des espèces déterminantes de la parcelle 41

Catégorie	Effectifs
Espèces « parapluies »	0
Espèces déterminantes	1
Espèces caractéristiques	8

4) Indice patrimonial

Sur les 152 taxons, 139 sont des basidiomycètes, et seulement 24 figurent dans la liste rouge.

Tableau 39. Décompte des espèces sur liste rouge de la parcelle 41

Catégorie de liste rouge	Effectifs	Pourcentage des LR par rapport aux taxons recensés
NE	0	0 %
DD	7	5,15 %
LC	13	9,56 %
NT	3	2,21 %
VU	0	0 %
EN	1	0,74 %
CR	0	0 %
EX	0	0 %

Le « poids » patrimonial brut est de 23. L'indice patrimonial est de 16,55.

5) Spectre biologique

Tableau 40. Décompte des espèces selon leur trophisme de la parcelle 41

Statut trophique	Nombre d'espèces	Pourcentage par rapport au total d'espèces
EcM	44	28,95 %
Mo	3	1,97 %
PnFu	4	2,63 %
PnL	4	2,63 %
S	3	1,97 %
SCo	1	0,66 %
SFo	1	0,66 %
SHu	53	34,87 %
SL	39	25,66 %

Le spectre biologique pour cette parcelle est de 0,81. Et le rapport SL/ST est de 0,40.

D) Parcelle « 61-62 ».

Type de peuplement (selon l'ONF) :

- Futaie chêne bois moyens, futaie épicéas bois moyens et futaie douglas bois moyens pour la parcelle 61,
- Futaie chêne bois moyen, futaie épicéas petits bois, futaie autres résineux petits bois, futaie chêne rouge petits bois pour la parcelle 62.

Notons toutefois la présence aussi d'une bétulaie acidophile au nord de la parcelle (où a été trouvé *Cortinarius violaceus*), et également une aulnaie acidiphile au sud-est de la parcelle (où a été trouvé *Lactarius omphaliformis*). Il est assez exceptionnel de rencontrer autant de biotopes et d'essences différentes sur une surface aussi restreinte, les autres parcelles d'Andigny que nous avons visitées sont bien plus homogènes.

Nos récoltes permettent de comptabiliser 144 taxons pour 12 sorties.

1) Indice de représentativité

Avec 87 taxons vus une seule fois, nous pouvons calculer un TEE de 0,60 et donc un IR de 0,40. Cet indice qualifie la représentativité de cette parcelle comme étant insuffisante, même si on est à la limite de la représentativité.

2) Diversité aréale

La surface de ces deux parcelles est de 31,92 hectares, ce qui donne une diversité aréale de 4,51 taxons par hectare.

3) Espèces déterminantes

Sur les 144 taxons, 8 sont des espèces déterminantes

Tableau 41. Décompte des espèces déterminantes de la parcelle 61-62

Catégorie	Effectifs
Espèces « parapluies »	2
Espèces déterminantes	1
Espèces caractéristiques	5

4) Indice patrimonial

Sur les 144 taxons, 126 sont des basidiomycètes, et seulement 25 figurent dans la liste rouge.

Tableau 42. Décompte des espèces sur liste rouge de la parcelle 61-62

Catégorie de liste rouge	Effectifs	Pourcentage des LR par rapport aux taxons recensés
NE	2	1,61 %
DD	13	10,48 %
LC	9	7,26 %
NT	1	0,81 %
VU	0	0 %
EN	0	0 %
CR	0	0 %
EX	0	0 %

Le « poids » patrimonial brut est de 11. L'indice patrimonial est de 8,73.

5) Spectre biologique

Tableau 43. Décompte des espèces sur liste rouge de la parcelle 61-62

Statut trophique	Nombre d'espèces	Pourcentage par rapport au total d'espèces
EcM	59	43,38 %
Mo	3	2,21 %

PFu	1	0,74 %
PHe	1	0,74 %
PnL	6	4,41 %
S	1	0,74 %
SHu	23	16,91 %
SL	41	30,15 %
SSt	1	0,74 %

Le spectre biologique pour cette parcelle est de 2,56. Et le rapport SL/ST est de 0,62.

E) Parcelle 70.

Type de peuplement (selon l'ONF) : futaie chêne très gros bois et futaie hêtre très gros bois.

Nos récoltes permettent de comptabiliser 89 taxons pour 7 sorties. Bien que le nombre de taxons soit inférieur à la minimale interprétable, il en demeure relativement proche et nous nous risquons à mener l'analyse.

1) Indice de représentativité

Avec 57 taxons vu une seule fois, nous pouvons calculer un TEE de 0,64 et donc un IR de 0,36. Cet indice qualifie la représentativité de cette parcelle comme étant insuffisante.

2) Diversité aréale

La surface de cette parcelle est de 15,84 hectares, ce qui donne une diversité aréale de 5,62 taxons par hectare.

3) Espèces déterminantes

Sur les 89 taxons, 4 sont des espèces déterminantes.

Tableau 44. Décompte des espèces déterminantes de la parcelle 70

Catégorie	Effectifs
Espèces « parapluies »	0
Espèces déterminantes	2
Espèces caractéristiques	2

4) Indice patrimonial

Sur les 89 taxons, 76 sont des basidiomycètes, et seulement 10 figurent dans la liste rouge.

Tableau 45. Décompte des espèces sur liste rouge de la parcelle 70

Catégorie de liste rouge	Effectifs	Pourcentage des LR par rapport aux taxons recensés
NE	0	0 %
DD	1	1,33 %
LC	8	10,67 %
NT	1	1,33 %
VU	0	0 %
EN	0	0 %
CR	0	0 %
EX	0	0 %

Le « poids » patrimonial brut est de 10. L'indice patrimonial est de 13,18.

5) Spectre biologique

Tableau 46. Décompte des espèces selon leur trophisme de la parcelle 70

Statut trophique	Nombre d'espèces	Pourcentage par rapport au total d'espèces
EcM	33	39,76 %
Mo	1	1,20 %
PnL	7	8,43 %
SFo	1	1,20 %
SHu	20	24,10 %
SL	21	25,30 %

Le spectre biologique pour cette parcelle est de 1,57. Et le rapport SL/ST est de 0,5.

F) Parcelle 95.

Type de peuplement (selon l'ONF) : futaie chêne bois moyens et futaie frêne bois moyens.

Toutefois, nous avons observé d'autres essences en particulier, peuplier tremble, bouleau, châtaignier.

Nos récoltes permettent de comptabiliser 112 taxons pour 5 sorties.

1) Indice de représentativité

Avec 98 taxons vu une seule fois, nous pouvons calculer un TEE de 0,875 et donc un IR de 0,125. Cet indice qualifie la représentativité de cette parcelle comme étant non significative.

Cela peut s'expliquer par la faible surface parcellaire réellement explorée, et également les conditions de sécheresse intense lors de plusieurs visites. La récolte du 23 mai 2019 n'a livré que 3 espèces, après plus de 3 heures de prospection.

2) Diversité aréale

La surface de cette parcelle est de 18,53 hectares, ce qui donne une diversité aréale de 6,04 taxons par hectare.

3) Espèces déterminantes

Sur les 112 taxons, 10 sont des espèces déterminantes.

Tableau 47. Décompte des espèces déterminantes de la parcelle 95

Catégorie	Effectifs
Espèces « parapluies »	1
Espèces déterminantes	1
Espèces caractéristiques	8

4) Indice patrimonial

Sur les 112 taxons, 88 sont des basidiomycètes, et seulement 20 figurent dans la liste rouge.

Tableau 48. Décompte des espèces sur liste rouge de la parcelle 95

Catégorie de liste rouge	Effectifs	Pourcentage des LR par rapport aux taxons recensés
NE	0	0 %
DD	11	12,79 %
LC	9	10,47 %
NT	0	0 %
VU	0	0 %
EN	0	0 %
CR	0	0 %
EX	0	0 %

Le « poids » patrimonial brut est de 9. L'indice patrimonial est de 10,22.

5) Spectre biologique

Tableau 49. Décompte des espèces selon leur trophisme de la parcelle 95

Statut trophique	Nombre d'espèces	Pourcentage par rapport au total d'espèces
EcM	33	35,87 %
Mo	2	2,17 %
PnL	2	2,17 %
S	4	4,35 %
SFo	1	1,09 %
SHu	22	23,91%
SL	28	30,43 %

Le spectre biologique pour cette parcelle est de 1,43. Et le rapport SL/ST est de 0,51.

III. COMPARAISON DES PARCELLES ENTRE ELLES

Tableau 50. Comparaison des parcelles

Parcelles	9-17	13	41	61-62	70	95
Superficie (ha)	24,21	15,21	14,57	31,92	15,84	18,53
Nombre de visites	5	7	5	12	7	5
Nombre de taxons	231	109	152	144	89	112
Diversité aréale	9,54	7,17	10,43	4,51	5,62	6,04
Espèces « parapluies »	0	0	0	2	0	1
Espèces déterminantes	3	0	1	1	2	1
Espèces caractéristiques	13	4	8	5	2	8
% d'espèces sur LR	19,32 %	20,41 %	17,65 %	20,16 %	13,33 %	23,26 %

Indice patrimonial	14,35	14,0	16,55	8,73	13,16	10,23
Spectre biologique	1,33	1,5	0,81	2,57	1,57	1,43
S-Lig/S-total	0,43	0,44	0,4	0,62	0,5	0,51

La parcelle ayant les plus hauts scores, que ce soit en termes de diversité aréale ou d'indice patrimonial, est la parcelle 41. C'est une parcelle qui a toutefois souffert d'une coupe partielle, avec débardage des plus gros arbres, depuis le début de l'année 2019. De par sa station à lépiotes, et la présence d'espèces peu fréquentes, cette parcelle doit être ménagée pour préserver au maximum la diversité fongique présente.

La diversité aréale la plus faible, tout comme l'indice patrimonial le plus faible, sont ceux de la parcelle « 61-62 », alors que c'est la parcelle la plus diversifiée en termes de biotopes. On aurait pu s'attendre à une plus grande diversité fongique de par les espèces déterminantes qui y ont été trouvées (en particulier 2 des 5 espèces « parapluies » trouvées sur l'ensemble de la forêt). Là encore, les conditions de récoltes y sont pour beaucoup. Toutefois le spectre biologique de cette parcelle est anormalement élevé et traduit un déficit nutritionnel du sol.

En ce qui concerne les autres parcelles, le spectre biologique marque un sol appauvri moins important mais néanmoins bien présent. On peut se demander si cet état de fait est dû à ces années particulièrement défavorables d'un point de vue hydrique (défaut de décomposition de la litière forestière) ou est-ce que cela traduit une situation chronique, liée alors à la sécheresse intrinsèque d'Andigny, en liaison avec les conditions hydrologiques, édaphiques et géologiques ? Le fait que ce soit une forêt sèche pourrait-il être synonyme de pauvreté mycologique ?

Le nombre d'espèces déterminantes est relativement faible pour les parcelles 13 et 70 (avec 4 espèces chacune). En revanche, ce nombre est successivement de 8, 9 et 10 pour les parcelles « 61-62 », 41 et 95 respectivement. La parcelle 17 est celle qui cumule le plus d'espèces déterminantes avec un total de 16 taxons. Toutefois, quelle que soit la parcelle, nous pouvons observer que la majorité de ces espèces déterminantes sont en fait des espèces caractéristiques. Cela doit nous inciter à prospecter encore et toujours pour trouver les espèces plus représentatives des mycocœnoses.

Le pourcentage d'espèces sur liste rouge est globalement le même pour les six parcelles. Notons cependant que ce ne sont pas les mêmes espèces, qui sont donc réparties de façon inégale sur les parcelles. Cela est aussi valable pour les espèces qui ne sont pas sur liste rouge.

Le nombre de visites oscillant entre 5 et 7 (en excluant la parcelle 61-62), explique le faible indice de représentativité parcelle par parcelle. Cela explique également qu'à l'échelle globale de la forêt, l'indice de représentativité est mécaniquement augmenté. Les parcelles, de par la nature et l'âge différents des peuplements, n'ont pas le même cortège fongique ; l'addition des différents inventaires parcellaires permet alors d'atteindre une plus grande représentativité pour l'ensemble de la forêt, mosaïque de ces différents biotopes.

CONCLUSION

Au cours de cette thèse, nous nous sommes intéressés dans une première partie au site choisi, en insistant particulièrement sur le contexte historique et les caractéristiques écologiques permettant d'expliquer la composition particulière de sa Fonge.

Dans une seconde partie, nous avons introduit et exploré quelques notions fondamentales sur les champignons, afin d'appréhender au mieux ce règne exceptionnel et original, que ce soit l'histoire de leur connaissance passée et actuelle ; leur mode de vie qui nous permet de situer au mieux la place majeure, essentielle même, qu'ils occupent au sein des écosystèmes ; et également leur toxicité éventuelle, un sujet naturellement au cœur des préoccupations et des services du pharmacien d'officine.

La troisième et dernière partie a été consacrée à l'inventaire proprement dit, et à l'analyse des informations apportées tant sur le plan patrimonial que fonctionnel. En compilant mes propres récoltes et les données d'archives (1998, 2011 et 2013), le nombre de 679 taxons est, semble-t-il, à la hauteur des divers biotopes observés.

Cette contribution a permis d'apporter à la connaissance de l'inventaire départemental 182 nouveaux taxons, et 5 pour l'inventaire régional.

En ce qui concerne l'aspect patrimonial de la forêt d'Andigny, assez peu d'espèces sont sur liste rouge : 5,71 % en utilisant la liste rouge régionale (et 14,49 % globalement sensible), 17,2 % en utilisant la liste rouge nationale (avec cependant 10,46 % des espèces nécessitent des données supplémentaires pour être incluses ou non sur la liste rouge nationale). L'indice patrimonial de 41,14 reste relativement honorable pour une forêt de cette dimension, bien qu'elle soit un peu au-dessous de la moyenne régionale.

Sur le plan fonctionnel, un déséquilibre a été mis en évidence. En effet le spectre biologique calculé tant pour l'ensemble de la forêt que pour certaines parcelles régulièrement prospectées indique un sol appauvri à divers degrés mais toujours oligotrophe.

Toutefois, l'inventaire a été réalisé dans des conditions difficiles, et bien que nous ayons trouvé beaucoup d'espèces d'intérêt, tant patrimoniales que bioindicatrices, de nouvelles récoltes pourront nous permettre d'affiner cette étude réalisée dans cette thèse. Cet état de fait est-il dû à ces années particulièrement défavorables d'un point de vue hydrique ou est-ce que cela traduit-il une situation chronique ? Cela pourrait-il être liée alors à la sécheresse intrinsèque d'Andigny, en liaison avec les conditions hydrologiques, édaphiques et géologiques ? Le fait que ce soit une forêt sèche pourrait-il être synonyme de pauvreté mycologique ?

Ainsi, il faut continuer les prospections pour encore et toujours « alimenter », à défaut de pouvoir le compléter, cet inventaire ; et encore affiner nos analyses. Qui sait, en d'autres temps, en d'autres conditions météorologiques, combien d'autres espèces se seraient manifestées ?

GLOSSAIRE

- Absorbotrophie** : incorporation d'éléments nutritifs à travers la membrane cellulaire.
- Acénaie** : formation végétale dominée par les érables (*Acer*).
- Acicole** : qui pousse parmi les aiguilles de conifères.
- Acidocline** : qui manifeste un léger penchant pour les stations acides.
- Acidophile** : qui aime les stations acides.
- Âcre** (saveur) : brûlant, piquant (ne pas confondre avec amer).
- Aculéolé** (hyménophore) : muni de pointes ou d'aiguillons.
- Acuminé** : terminé en pointe allongée (microscopie). Pour la macroscopie, employer plutôt mucroné ou papillé.
- Adné** (lames) : pour une insertion qui ne présente pas de bord libre.
- Affleurement** : zone visible en surface d'une strate ou d'une roche présente ailleurs en profondeur.
- Aiguillons** : éléments composant l'hyménophore des champignons hydnoïdes.
- Alluvions** : dépôts sédimentaires divers transportés puis accumulés par un cours d'eau.
- Altération** : destruction de la roche par voie chimique.
- Amer** (saveur) : comparable avec la saveur de la racine de gentiane (ne pas confondre avec âcre).
- Amphigène** (hyménophore) : tapissant l'ensemble du sporophore, donc orienté dans tous les directions.
- Amyloïde** : présentant une réaction bleu-noir en présence d'iode.
- Anamorphe** : désigne le stade asexué chez des champignons qui alternent des phases sexuées et asexuées dans leur cycle de développement.
- Anneau** : reste de voile partiel réunissant le stipe et la marge péliïque dans la jeunesse, subsistant sur le stipe sous forme de membrane.
- Anthropique** (facteur) : facteur écologique lié à l'action de l'homme.
- Apex** : extrémité d'un hyphes mycélien, siège de la croissance de ce filament.
- Apical** : relatif à l'apex, c'est-à-dire au sommet.
- Apicule** : petite « cicatrice » en relief laissée par le stérigmate sur les spores de Basidiomycota.
- Apothécie** : désigne l'ascome « disque » des pézizomycètes.
- Appendiculé** (marge) : muni de restes de voile accrochés et pendants.
- Aréolé** : limité par une zone plus ou moins circulaire colorée différemment ou non.
- Arête** (lame) : extrémité libre des lames.
- Argilisation** : processus d'amenuisement des débris d'une roche par action chimique pour former une argile.
- Armille** : voile partiel particulier, formant une sorte de chaussette remontant sur le stipe.
- Arquée** (lame ou arête des lames) : concave, la partie axiale descendant vers le bas du stipe.
- Article** : cellule comprise entre deux cloisons au sein d'un hyphes.
- Ascome** : sporophore des Ascomycota.
- Ascospore** : spore ayant pris naissance dans un asque.
- Asque** : cellule reproductrice des Ascomycota.
- Atlantique** (domaine) : zone assez proche de l'océan, dont la flore subit l'influence du climat océanique.
- Aulnaie** : formation végétale dominée par les aulnes (*Alnus*).
- Auteur(s)** : nom du ou des mycologues, parfois abrégé, ayant participé à l'histoire taxinomique et nomenclaturale d'un taxon, cité(s) après le binôme latin correspondant.
- Bai** (couleur) : brun rougeâtre à brun chaud.
- Basal** : relatif à la base.
- Baside** : cellule reproductrice des Basidiomycota.
- Basidiome** : sporophore des Basidiomycota.
- Basidiospore** : spore ayant pris naissance sur une baside.
- Basionyme** : binôme ayant le premier servi à désigner un taxon (auquel on fait subir un changement de rang nomenclatural ou de statut).
- Bétulaie (ou Boulaie)** : formation végétale dominée par le bouleau (*Betula*).
- Binôme** : ensemble de deux mots latins (ou latinisés) constituant le nom scientifique d'un être vivant : nom de genre (initiale majuscule) suivi du nom d'espèce (épithète avec initiale minuscule). Le binôme latin s'écrit par convention en italique.
- Biotope** : lieu présentant un certain nombre de particularités écologiques.
- Bisporique** (baside) : qui porte deux stérigmates donc deux spores.
- Bogue** : enveloppe épineuse des châtaignes.
- Bulbilleux** : muni d'un petit bulbe.
- Calcicole** : qui aime les stations calcaires.
- Calciphile** : qui manifeste une certaine préférence pour les sols calcaires.
- Cantharelloïde** : silhouette évoquant une chanterelle.

Carné : couleur chair.

Carte géologique (ou feuille) : présentation sur un fond topographique des formations rocheuses à l’affleurement.

Caulocystide : cystide présente sur la surface du stipe.

Céracé : ayant le contact de la cire.

Cespiteux : en touffe.

Charmaie : formation végétale dominée par les charmes (*Carpinus*).

Cheilocystide : cystide située sur l’arête des lames (ou à l’embouchure des tubes).

Chênaie : endroit planté de chênes.

Chrysocystide : cystide munie d’une inclusion réfringente jaune dans l’ammoniaque et fixant le bleu de crésyl.

Circocise (volve) : présentant un bourrelet net, à angle droit.

CIVD : Coagulation intravasculaire disséminée. Activation pathologique de la coagulation, se caractérisant par des manifestations thrombotiques et hémorragiques simultanées.

Clavarioïde : en forme de clavaire.

Clavé : en forme de massue.

Cocardé : présentant des couleurs différentes disposées deux ou trois zones concentriques.

Coenocytique : structure d’une cellule présentant plusieurs noyaux.

Collarium : espace circulaire présent entre l’insertion des lames et le haut du pied lorsque l’insertion se fait à distance de celui-ci, dans la chair du chapeau (il n’y a pas de membrane qui délimite cet espace).

Collective (espèce) : taxon dans lequel on peut distinguer plusieurs espèces en faisant une analyse plus fine des caractères.

Collinéen (étage) : étage de végétation situé entre la plaine et l’étage montagnard. Limite supérieur vers 800-1000 mètres.

Colluvions : accumulations de roches diverses par gravité au bas des pentes.

Complexe d’altération : solutions vraies ou colloïdales des produits de l’érosion chimique.

Concolore : de même couleur.

Conditions édaphiques : ensemble des conditions physico-chimiques du sol.

Confluent (élément) : se dirigeant vers un même point (lames, stipe, etc.).

Congophile : présentant une affinité pour la coloration du Rouge Congo (en microscopie).

Congophobe : repoussant la coloration par le Rouge Congo (en microscopie).

Conidie : cellule de dissémination issue du bourgeonnement ou de la fragmentation d’une cellule mère.

Coprophile : qui aime pousser sur les excréments.

Coralloïde : en forme de corail.

Cordon mycélien : agglomérat d’hyphes mycéliens, visible macroscopiquement.

Corticioïde : en forme de croûte.

Corticole : qui pousse sur les écorces.

Cortine : voile partiel filamenteux.

Craie : roche sédimentaire formée par l’accumulation de milliards de microfossiles d’algues unicellulaires, les Coccolithophoridées.

Croûte : terme familier désignant les anciens *Aphylophoromycetidae* à hyménophore lisse ou presque et le plus souvent résupinées.

Cryoturbation : mouvements convectifs du sol dus aux alternances de gel et dégel, entraînant les fragments de roches.

Cuticule : terme impropre désignant les revêtements des sporophores de champignons supérieurs, normalement utilisé en botanique.

Cutis : désigne le revêtement d’un point de vu microscopique, au moins comme radical.

Cyanophile : présentant une affinité pour la coloration Bleu coton (en microscopie)

Cystide : élément stérile se trouvant au sein de l’hyménium des Basidiomycota, ou cellule des revêtements de morphologie particulière.

Débardage : opération de gestion forestière consistant à amener les bois abattus du point de chute jusqu’à un emplacement de stockage ou de chargement.

Décalcification : lessivage par l’eau du carbonate de calcium d’une roche.

Décurrente (lame) : descendant sur le stipe.

Déhiscence : mécanisme d’ouverture d’une structure quelconque, initialement close.

Déliquescent (lame) : qui se transforme en liquide.

Dermatocystide (= piléocystide) : cellule particulière souvent dressée présente dans le revêtement piléique.

Désagrégation : fragmentation mécanique de la roche par érosion.

Détriticole : qui pousse parmi les débris, souvent végétaux, divers.

Dextrinoïde : qui présente une réaction brun-rouge au contact de l’iode.

Diaclase : fracture sans déplacement d’une roche.

Dimitique (structure) : présentant deux types d'hyphes différents (le plus souvent générateurs et squelettiques).

Diploïde : se dit d'une cellule dont le noyau contient deux exemplaires (une paire) de chaque chromosomes.

Discordance : rupture dans la succession verticale ou horizontale des terrains à la suite d'un événement affectant la sédimentation ou le relief.

Distal : relatif à la partie la plus éloignée (du point d'attache).

Écaille : ornementation constituée par la chair superficielle qui se déchire et se redresse (ne pas confondre avec des flocons...).

Échancrée (lame) : émarginée.

Endémique : se dit d'un taxon qui n'existe que dans un secteur géographique donné.

Endopéridium : couche interne de l'enveloppe du basidiome chez les « Gastéromycètes ».

Endoplasme : partie fixe du cytoplasme des myxomycètes sans organites mais émettant des pseudopodes

Épigé : poussant (« fructifiant ») au-dessus de la surface du sol.

Ère : intervalle de temps comprenant plusieurs périodes et limité par des changements spectaculaires du contenu fossilifère.

Érosion : destruction des terrains émergés par les agents climatiques.

Étage (géologie) : doublement défini par un intervalle de temps dans l'échelle des temps géologiques et par le lieu (le stratotype) où on observe avec le plus de détails et de précisions son contenu fossilifère.

Étage de végétation : terme de biogéographie désignant chacun des territoires altitudinaux à végétation déterminée.

Eutrophe : se dit d'un milieu riche en éléments nutritifs.

Excipulum : couche externe de l'apothécie des pézizomycètes.

Exopéridium : couche externe de l'enveloppe du basidiome chez les « gastéros ».

Faille : fracture d'une roche accompagnée d'un déplacement relatif vertical ou horizontal des terrains.

Faine : fruit du hêtre (*Fagus*).

Flocons : restes de voile général, très labiles, pouvant disparaître sans blesser la chair.

Follicole : qui pousse sur les feuilles mortes.

Fongicole : qui pousse sur les champignons.

Fongique : qui se rapporte au champignon ; odeur du champignon de Paris.

Fossile : restes d'un organisme vivant imprégné de minéraux qui le rendent durable et distinct de la roche qui le contient.

Frênaie : lieu planté de frênes (*Fraxinus*).

Fructification : terme impropre désignant le sporophore des champignons.

Futaie : forêt provenant de semis ou de plantations, pour la production d'arbres de grandes dimensions au fût élevé et droit.

Gastéroïde : évoquant la forme d'un « Gastéromycète », donc à sporophore souvent plus ou moins globuleux et à partie fertile interne, au moins dans sa jeunesse.

Gélifraction : fragmentation de la roche par les alternances de gel et de dégel.

Gléba : masse contenant les spores chez les « Gastéros ».

Gley et pseudogley : argiles asphyxiques de couleur gris vert ou vert bleu dont le fer est ferreux.

Gloeo cystide : cystide endosécrétoire, dont le contenu est coloré en bleu-noir aux réactifs sulfo-aldéhydiques. On en trouve en particulier chez les russules.

Grégaire : poussant en groupe.

Grès : roche compacte due à la cimentation de grains de quartz par un ciment quartzeux ou calcaire.

Haploïde : se dit d'une cellule dont le noyau contient un seul exemplaire de chaque chromosome.

Hêtraie : lieu planté de hêtres (*Fagus*).

Horizon : couche du sol homogène par sa composition et distincte des autres couches.

Humicole : qui pousse sur l'humus.

Humus : horizon du sol enrichi en matière organique.

Hyalin : ayant plus ou moins l'aspect du verre, et donc presque transparent.

Hydroïde (hyménophore) : aculéolé, c'est-à-dire formé de petites pointes.

Hygrophane : présentant un changement de couleur par dessiccation.

Hygrophile : qui aime les endroits humides.

Hyménial : ayant rapport à l'hyménium.

Hyménium : alignement de cellules fertiles (asques ou basides), toujours sous forme de couche monocellulaire.

Hyménophore : surface portant l'hyménium.

Hyphe : cellule fongique (attention ce mot est masculin ! même si l'usage de ce mot au féminin est possible).

Hypogé : qui « fructifie » sous la surface du sol.

Imbu : gorgé d'eau.

Imparfait : désigne les formes asexuées (*Fungi Imperfecti*).

Incrustant : étroitement appliqué sur le substrat et épousant ses variations de relief.

Inféodé : lié.

Infère (hyménium) : tourné vers le bas.

Irpicoïde (hyménophore) : irrégulièrement lacinié ou déchiré.

Lacune stratigraphique : absence d'un terrain par non dépôt ou érosion alors qu'il est prévu par la stratigraphie.

Lagéniforme : en forme de bouteille.

Laïche : nom français des *Carex* (*Cyperaceae*).

Lait : terme désignant le latex sécrété par certains champignons.

Lame : élément de l'hyménophore des champignons agaricoïdes.

Lamelle : petite lame n'atteignant pas le stipe.

Lamellule : lamelle très courte.

Lamprocystide : cystide dont les parois sont fortement épaissies (sauf parfois au sommet). L'apex peut être couronné de cristaux d'oxalate de calcium.

Latex : liquide exsudé par certains champignons.

Lehm : roche résultant de la décalcification du Loess.

Levure : champignon unicellulaire, l'hyphes étant réduite à une seule cellule.

Lignicole : poussant sur le bois.

Limon : roche sédimentaire constituée de particules de dimension comprise entre celles des argiles et celle des sables.

Loess : dépôt d'origine éolienne de particules d'argile et de grains de quartz lors des périodes glaciaires.

Lysosome : vacuole cytoplasmique riche en enzymes lytiques qui fusionne avec des phagosomes en phagolysosomes afin d'en digérer le contenu.

Ma : million d'années

Marge : bord du chapeau, bord d'un bulbe quand celui-ci est net et en forme d'angle : quelquefois, arête des lames.

Marne : roche calcaire contenant un pourcentage élevé d'argile.

Merulioïde (hyménophore) : grossièrement plissé réticulé, formant des alvéoles.

Minéral secondaire : minéral formé par l'altération chimique d'un minéral préexistant.

Moder : humus acide incomplètement minéralisés, riche en matière organique non décomposée.

Moniliforme : pluri-étranglé.

Monomitique (structure) : présentant une seule sorte d'hyphes (générateurs à paroi fine, dans ce cas).

Monophylétique : se dit d'un groupe de taxons issus d'un unique ancêtre commun.

Montagnard (étage) : étage de végétation situé entre 600-800 et 1 600-1 900 mètres.

Mor : humus acide très incomplètement minéralisé, constitué de matière organique non décomposée.

Mull : humus riche, bien minéralisé et fertile.

Muscicole : qui pousse parmi les mousses ou sur celles-ci.

Mycélium : appareil végétatif des champignons, constitué de fins filaments.

Mycologue : personne étudiant les champignons d'une manière scientifique, dans l'espoir un peu fou de parvenir un jour à les connaître, et aussi les reconnaître.

Mycophage : personne consommant des champignons.

Mycophile : amateur de champignons, sur un plan non gastronomique.

Mycorrhize : relation symbiotique entre un champignon et une plante autotrophe.

Neutrophile : qui préfère les endroits neutres (au point de vue pH du substrat).

Nitrophile : qui aime les endroits enrichis en matière azotée.

Organoleptique : ayant rapport aux propriétés olfactives ou gustatives.

Orogenèse : surrection de chaînes de montagnes accompagnée de plissements et de failles à l'échelle d'un continent.

Ostiole : petit trou, en particulier ouverture de périthèces des « Pyrénomycètes » ou du basidiome de certains « Gastéromycètes ».

Paraphyse : élément stérile trouvé entre les asques chez beaucoup d'Ascomycètes.

Parasite : qui vit aux dépens d'un organisme en lui portant préjudice.

Pédogenèse : processus de formation des sols.

Pendage : inclinaison des strates sédimentaires due aux mouvements tectoniques.

Péridiole : sorte de « petit œuf » situé au fond du basidiome en coupe des Nidulariales et renfermant les spores.

Péridium : membrane du basidiome des « Gastéros ».

Période : intervalle de temps comprenant plusieurs étages et limité par des changements brutaux et remarquables de la sédimentation et des fossiles.

Périthèce : chez les « Pyrénos » au sens large, sorte de petite sphère (ascome élémentaire, parfois presque microscopique) à l'intérieur de laquelle se trouvent des asques.

Phagocytose : internalisation d'éléments nutritifs par formation de vacuoles devenant digestives dans le cytoplasme, les phagosomes.

Phylogénique : ayant rapport aux liens de parenté naturelle (filiation, etc.) entre deux taxons.

Plasmode : forme végétative plurinucléée des myxomycètes.

Plectenchyme : organisation en faux-tissus du mycélium de certains champignons.

Pleurocystide : cystide faciale (présente sur la face des lames).

Polyphylétique : se dit d'un groupe de taxons issus de plusieurs lignées évolutives distinctes et partageant des caractères communs par convergence évolutive.

Polyporoïde : en forme de polypore.

Pore germinatif (spore) : zone d'amincissement très importante de la paroi sporale, donnant l'impression d'une perforation, située au sommet de la spore, par laquelle elle pourra germer.

Pore : extrémité des tubes chez les bolets et les polypores, les ouvrant à l'air libre.

Primordium : désigne le sporophore au moment où il commence à sortir du substrat.

Pseudopodes : déformations de la membrane plasmique des myxomycètes ressemblant à des tentacules chargés de la capture des éléments nutritifs et aidant à la reptation.

Purgatif : provoquant un syndrome intestinal conduisant à l'élimination brutale de son contenu...

Quartz : silice (SiO₂) sous forme cristallisée, formant des sables, des grès ou du lœss.

Raboteux (stipe) : couvert de mèches grossières lui donnant un aspect rugueux.

Radicant (stipe) : plus ou moins profondément enfoncé dans le substrat par un prolongement basal.

Raphanoïde (odeur) : rappelant celle du radis.

Régression : émergence des terres à la suite d'un retrait de la mer dû à une baisse du niveau de la mer.

Résupiné : attaché par le dessus du chapeau, ou entièrement appliqué sur le support.

Réticulé : muni d'un réticule, d'un réseau (sorte de « filet de pêche »).

Rhizomorphe : agglomération de filaments mycéliens imitant des racines.

Rudéral : caractère de ce qui est « sali » par l'activité humaine, surtout en matières azotées.

Sclérote : forme de résistance de certaines espèces, se présentant comme une masse dure sclérifiée, souvent immergée dans le substrat. Dans certains cas, le sporophore se développe sur un sclérote.

Sécotiïde : type morphologique et ontogénique correspondant à des espèces gastéroïdes à affinité manifeste vers les espèces lamellées.

Septé : se dit d'un mycélium cloisonné transversalement des champignons évolués.

Siphon : filament mycélien dépourvu de cloison transversale et plurinucléé.

Sphaigne : « mousse » particulière des tourbières acides.

Spore : élément reproducteur des champignons.

Sporée : dessin obtenu par la sporulation et constitué de millions de spores.

Sporocyste : cellule productrice de spores chez les myxomycètes.

Sporophore : appareil portant les cellules reproductrices des champignons et sur lequel sont produites les spores.

Stérigmate : petite excroissance en forme de pointe, de corne, se développant au sommet des basides et portant les spores.

Stipe : pied des champignons.

Strate : couche uniforme de roche sur toute son étendue au contenu fossilifère identique.

Stroma : désigne la masse charnue ou ligneuse qui porte les périthèces chez certains « Pyrénos ».

Styptique (saveur) : désagréable, qui râpe le palais et prend la gorge.

Supère (hyménium) : tourné vers le haut.

Syndrome : ensemble de signes cliniques, de désordres physiologiques et de symptômes qu'un patient est susceptible de présenter lors de maladies ou d'intoxications.

Systématique : science qui vise à dresser la classification des espèces et définir leurs rapports.

Taillis : peuplement d'arbres de petites dimensions, obtenus par la croissance de rejets de souches.

Talwegs : vallons ou vallées de petites dimensions.

Taxon : unité systématique, dans une classification.

Téléomorphe : désigne le stade sexué (dit « parfait ») des champignons présentant une alternance de phases sexuée et asexuée dans leur cycle de développement.

Terricole : qui pousse sur la terre.

Tétrasporique (baside) : qui porte quatre stérigmates, donc quatre spores.

Tourbière : formation végétale inondable dans laquelle la décomposition des végétaux est extrêmement lente et conduit à la formation de tourbe.

Trame : ensemble de cellules formant la « chair » de l'hyménophore.

Transgression : invasion des terres par la mer à la suite d'une hausse du niveau de la mer.

Tricholomoïde (silhouette) : évoquant la silhouette d'un tricholome.

Tube : élément de l'hyménophore des bolets et des polypores.

Ubiquiste : poussant dans des endroits très variés, sur le plan géographique ou écologique.

Voile général : enveloppe « universelle » englobant l'ensemble d'un primordium. Laisse souvent une volve ou des flocons à la base, et des flocons piléiques.

Voile partiel : structure réunissant la marge piléique et le pied chez le primordium et protégeant l'hyménophore jeune. Laisse souvent un anneau (voile membraneux) ou une cortine (voile filamenteux).

Volve : manifestation du voile général quand celui-ci est membraneux.

Zygote : cellule « œuf » diploïde résultant de la fusion de deux gamètes.

BIBLIOGRAPHIE

- Arnolds E.** -1991- Decline of ectomycorrhizal fungi in Europe. *Agriculture, Ecosystems and Environment* 35, p. 209-244
- Arnolds E.J.M.** -1989b- Former and present distribution of stipitate hydnyceous fungi (Basidiomycetes) in the Netherlands. *Nova Hedwigia* 48(1-2), p. 107-142
- Arnolds E.J.M.** -1987- Les modifications récentes de la mycoflore des Pays-Bas et en particulier la raréfaction des champignons mycorrhiziens. *Natura Mosana* 40(3), p. 53-80
- Arnolds E.J.M.** -1988- The changing Macromycete flora in the Netherlands. *Trans. Brit. Mycol. Soc.* 90(3), p. 391-406
- Arnolds E.J.M.** -1989a- Changes in frequency and distribution of Macromycetes in the Netherlands in relation to a changing environment. *Atti del Centro Studi per la Flora Mediterranea* 7, p. 163-232
- Aubouin J., Brousse R. & Lehman J.-P.** – 1975 – *Précis de Géologie (t. 3), Tectonique, Tectonophysique et Morphologie*. 3^e édition. 719p. Editions Dunod.
- Bastien E.** – 2010 – Contribution à l'inventaire mycologique d'un secteur privé du massif forestier de Sorrus, St-Josse, La Calotterie (Pas-de-Calais) : Le bois de la Bruyère et le bois de Roy. Thèse pour le diplôme d'Etat de Docteur en Pharmacie, Université Lille 2. 193p.
- Bellair P. & Pomerol C.** – 1971 – *Eléments de Géologie*. 3^e édition. 527p. Librairie Armand Colin.
- Bouchet P., Guignard J.-L., Pouchus Y.-F. & Villard J.** -2000- *Les Champignons, Mycologie fondamentale et appliquée*, 191 pp, Edition Masson.
- Chinery M.** - 2012 – *Insectes de France et d'Europe occidentale*. 320 p. Editions Flammarion
- Choi JJ & Kim S.-H.**, 2017, A genome Tree of Life for the Fungi kingdom. PNAS (www.pnas.org/cgi/doi/10.1073/pnas.1711939114)
- Courtecuisse R. & Daillant O.** – 1998 – *Inventaire des champignons sur 11 placettes RENEFOFOR*. Rapport final projet DG VI n° 96.60FR.007.0, 110 p.
- Courtecuisse R. & Duhem B.** – 2011 – *Guide des champignons de France et d'Europe*. 554 p.
- Courtecuisse R.** -1992 (1991)- Le programme d'inventaire mycologique national et de cartographie des Mycota français. 1^{ère} note: présentation générale. *Bull. Soc. Mycol. Fr.* 107(4), p.161-203
- Courtecuisse R.** -1997- Liste rouge des champignons menacés de la région Nord - Pas-de-Calais (France). *Cryptogamie, Mycologie* 18(3), p. 183-219
- Courtecuisse R.** –2000- *Étude mycologique de dix sites gérés par le Conservatoire des Sites Naturels du Nord et du Pas-de-Calais*. Rapport – convention d'étude passée le 11 septembre 1998. 106 pp.
- Courtecuisse R., Daillant O. & Moreau P.-A.** – 2000 – *RENEFOFOR. Inventaire des champignons sur 12 placettes dont 11 placettes RENEFOFOR, année 1998*. Lille, 61 p.
- Courtecuisse R., Daillant O., Gueidan C. & Boissière J.-C.** – 1997 – *RENEFOFOR. Inventaire des champignons et des lichens sur 14 placettes dont 12 placettes RENEFOFOR*. Lille, 74 p.
- Courtecuisse R., Lécure C. & Moreau P.-A.** – 2006 ('2005') – Les espèces « déterminantes » du Nord – Pas-de-Calais : groupes d'espèces fongiques d'intérêt écologique par types de milieux. *Bull. Soc. Mycol. Nord Fr.* 78, p. 55-75.
- Derruau M.** – 1974 – *Précis de Géomorphologie*. 6^e édition. 453p. Editions Masson et Cie.
- Egli S., Ayer F. & Chatelain F.** -1990- Der Einfluss des Pilzsammelns auf die Pilzflora. *Mycol. Helvet.* 3(4), p. 417-428
- Gavériaux J.-P.** – 2006 ('2005') – Actualisation de quelques généralités sur les Myxomycètes. *Bull. Soc. Mycol. Nord Fr.* 78, p 1-18.

Leroy O. – 2001 – Contribution à l’inventaire mycologique de la partie Est de la forêt de Raismes – St-Amand – Wallers (Nord), Biodiversité – Identification – Valeur patrimoniale. Thèse pour le diplôme d’Etat de Docteur en Pharmacie, Université Lille 2. 261p.

Level N. – 2007 – Contribution à l’inventaire mycologique de la forêt de Guînes (Pas-de-Calais), Analyse fonctionnelle, patrimoniale et écologique. Thèse pour l’obtention du diplôme d’Etat de Docteur en Pharmacie, Université Lille 2. 161p

Martin G.W. & Alexopoulos C.J. -1969- *The Myxomycetes*. 561 pp.

Matthieu L. – 2006 – Inventaire et analyse écologique des champignons du Bois de Maubeuge à Ferrière-la-Petite (Nord). Thèse pour l’obtention du diplôme d’Etat de Docteur en Pharmacie, Université Lille 2. 123p

Moreau P.-A., Daillant O., Corriol G., Gueidan C. & Courtecuisse R. – 2002(‘2001’) – 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). Editeur : Office National des Forêts, Département Recherche et Développement, 142 p.

Peterson R., Mountfort G., Hollom P. & Géroutet P. – 1976 – *Guide des oiseaux d’Europe*. 7^e édition. 451p. Editions Delachaux & Niestlé.

Théobald N. & Gama A. – 1969 – *Géologie générale et pétrologie, éléments de géodynamique*. 3^e édition. 586p. Editions Doin.

Plan d’aménagement de l’ONF pour la Forêt d’Andigny :

Fontelle D. -2006- *Forêt Domaniale d’Andigny - Révision d’aménagement forestier 2008-2027*, 60 p.

Articles parus dans les revues Science et Vie, dont nous avons retrouvé les publications originelles :

Heads S.W., Miller A.N., Crane J.L., Thomas M.J., Ruffatto D.M., Methven A.S., et al., 2017, The oldest fossil mushroom. *PLoS ONE* 12(6): e0178327.

(<https://doi.org/10.1371/journal.pone.0178327>)

Loron C.C., Rainbird R.H., Turner E.C., Greenman J.W., & Javaux E.J., 2019, Organic-walled microfossils from the late Mesoproterozoic to early Neoproterozoic lower Shaler Supergroup (Arctic Canada): Diversity and biostratigraphic significance. *Precambrian Research* 321, p.349–374

Bibliographie des documents d'identification des espèces d'Andigny.

- Antonin V. & Noordeloos M.E.** -2010- *A monograph of marasmioid and collybioid fungi in Europe*, 480 pp, IHW-Verlag (Ed.).
- Aronsen A. & Læssøe** -2016- The genus *Mycena* s.l., *Fungi of Northern Europe* – vol. 5, 373 pp
- Basso M.T.** -1999- *Lactarius* (Pers.), *Fungi Europaei* 7, Massimo Candusso (Ed.), 845 pp.
- Beker H.J., Eberhardt U., Vesterholt J.** -2016- *Hebeloma* (Fr.) P. Kummer, *Fungi Europaei* 14, 1218 pp, Edizioni Tecnografica.
- Bernicchia A. & Gorjón S.P.** -2010- *Corticiaceae* s.l., *Fungi Europaei* 12, 1008 pp, Edizioni Candusso.
- Bernicchia A.** -2005- *Polyporaceae* s.l., *Fungi Europaei* 10, 808pp Edizioni Candusso.
- Bon M.** -1983- *Tricholomataceae* de France et d'Europe occidentale (6ème partie: Tribu *Clitocybeae* Fayod). Clé monographique, Genre *Laccaria* Bk.-Br., *Doc. Mycol.* 51: 46-51
- Bon M.** -1988- *Clé monographique des russules d'Europe.* *Doc. Mycol.* 70-71:1-120
- Bon M.** -1992- *Clé monographique des espèces galéro-naucorioïdes.* *Doc. Mycol.* 84:1-89
- Bon M.** -1997- *Clé monographique du genre Inocybe* (Fr.) Fr. (1ere partie : généralités et espèces acystidiées = Sous-genre *Inosperma* Kühner), *Doc. Mycol.* 105 : 51 pp
- Bon M.** -1997- *Clé monographique du genre Inocybe* (Fr.) Fr. (2e partie : sous-genre *Inocybe* = *Inocybium*), *Doc. Mycol.* 108 : 77 pp
- Bon M.** -1998- *Clé monographique du genre Inocybe* (Fr.) Fr. (3e partie : espèces gibbosporées = sous-genre *Clypeus* Britz., = Genre *Astrosporina* Schroet.), *Doc. Mycol.* 111 : 45 pp.
- Bon M.** -inédit.- *Essai de clé monographique des Entolomataceae d'Europe*, 54 pp.
- Breitenbach J. & Kränzlin F.** -1981- *Champignons de Suisse. Tome 1. Les Ascomycètes.* 310 pp.
- Citerin M. & Eysartier G.** -1998- *Clé analytique du genre Pluteus* Fr., *Doc. Mycol.* 111 : 47-67.
- Citerin M.** -1992- Clé analytique du genre *Coprinus* Pers.1797. *Doc. Mycol.* 86:1-28
- Citerin M.** -1994- Clé analytique du genre *Coprinus* Pers. (suite). Révision des sections *Farinosi*, *Lanatuli* et *Picacei*. *Doc. Mycol.* 95:1-28
- Courtecuisse R. & Duhem B.** – 2011 – *Guide des champignons de France et d'Europe.* 554 p. Editions Delachaux & Niestlé.
- Dennis R.W.G.** -1955- *Ascomycetes from Trista Da Cunha.* *Res. Norw. Sci. Exp. Trista da Cunha* 1937-38, n°36-38:1-10
- Dennis R.W.G.** -1978- *British Ascomycetes.* 585 pp.
- Dennis R.W.G.** -1981- *British Ascomycetes, addenda and corrigenda.* 40 pp. + 4 pl.
- Ellis M.B. & Ellis J.P.** -1985- *Microfungi on land plants. An identification handbook.* 818 pp.
- Ellis M.B. & Ellis J.P.** -1988- *Microfungi on miscellaneous substrates. An identification handbook.* 244 pp.
- Eriksson J. & Ryvarde L.** -1973- The *Corticiaceae* of North Europe. Vol.2:261 pp.
- Eriksson J. & Ryvarde L.** -1975- The *Corticiaceae* of North Europe. Vol.3 pp.287-545
- Eriksson J. & Ryvarde L.** -1976- The *Corticiaceae* of North Europe. Vol.4 pp.549-886
- Eriksson J., Hjortstam K. & Ryvarde L.** -1978- The *Corticiaceae* of North Europe. Vol.5 pp.889-1047
- Eriksson J., Hjortstam K. & Ryvarde L.** -1981- The *Corticiaceae* of North Europe. Vol.6 pp.1051-1276
- Eriksson J., Hjortstam K. & Ryvarde L.** -1984- The *Corticiaceae* of North Europe. Vol.7 pp.1277-1449

- Eyssartier G. & Roux P.** – 2013 – Le guide des champignons, France et Europe. 1119 p. Editions Belin.
- Fournier, Köpcke & Stadler** -2010- *An updated key to European species of Hypoxylon*, Mycotaxon 113, p 209-235
- Hjortstam K., Larsson K.-H. & Ryvar den L.** -1987- *The Corticiaceae of North Europe. Vol.1. Introduction and keys.* 59 pp.
- Hjortstam K., Larsson K.-H. & Ryvar den L.** -1988- *The Corticiaceae of North Europe. Vol.8. Phlebiella; Thanathephorus - Ypsilonidium.* pp.1450-1631
- Jülich W.** -1984- Die Nichtblätterpilzen Gallertpilze und Bauchpilze. In : W.Gams (Ed.), *Kleine Kryptogamen Flora IIb/1*:626 pp.
- Kits van Waveren E.** -1985- The dutch, french and english species of *Psathyrella*. *Persoonia Suppl.* 2:300 pp.
- Lannoy G. & Estades A.** -2001- *Boletaceae (Flore mycologique d'Europe), Doc. Mycol. HS 6 :* 163 pp.
- Maas Geesteranus R.A.** -1983- Conspectus of the Mycenas of the Northern Hemisphere 1. Sections *Sacchariferae, Basipedes, Bulbosae, Clavulares, Exiguae* and *Longisetae*. *Proceedings of the Koninklijke Nederlandse Akademie van Wetenschappen* C86(3):401-421
- Maas Geesteranus R.A.** -1984- Conspectus of the Mycenas of the Northern Hemisphere 2. Sections *Viscipelles, Amictae* and *Supinae*. *Proceedings of the Koninklijke Nederlandse Akademie van Wetenschappen* C87(2):131-147
- Maas Geesteranus R.A.** -1984- Conspectus of the Mycenas of the Northern Hemisphere 3. Section *Filipedes*. *Proceedings of the Koninklijke Nederlandse Akademie van Wetenschappen* C87(4):413-447
- Maas Geesteranus R.A.** -1985- Conspectus of the Mycenas of the Northern Hemisphere 4. Section *Mycena*. *Proceedings of the Koninklijke Nederlandse Akademie van Wetenschappen* C88(3):339-369
- Maas Geesteranus R.A.** -1986- Conspectus of the Mycenas of the Northern Hemisphere 5. Sections *Luculentae, Pterigenae, Carolinenses* and *Monticola*. *Proceedings of the Koninklijke Nederlandse Akademie van Wetenschappen* C89(1):83-100
- Maas Geesteranus R.A.** -1986- Conspectus of the Mycenas of the Northern Hemisphere 6. Sections *Polyadelphe* and *Saetulipedes*. *Proceedings of the Koninklijke Nederlandse Akademie van Wetenschappen* C89(2):159-182
- Maas Geesteranus R.A.** -1986- Conspectus of the Mycenas of the Northern Hemisphere 7. Section *Cinerellae*. *Proceedings of the Koninklijke Nederlandse Akademie van Wetenschappen* C89(2):183-201
- Maas Geesteranus R.A.** -1986- Conspectus of the Mycenas of the Northern Hemisphere 8. Sections *Intermediae, Rubromarginatae*. *Proceedings of the Koninklijke Nederlandse Akademie van Wetenschappen* C89(3):279-310
- Maas Geesteranus R.A.** -1988- Conspectus of the Mycenas of the Northern Hemisphere 9. Section *Fragilipedes A-G*. *Proceedings of the Koninklijke Nederlandse Akademie van Wetenschappen* C91(1):43-83
- Maas Geesteranus R.A.** -1988- Conspectus of the Mycenas of the Northern Hemisphere 9. Section *Fragilipedes I-R*. *Proceedings of the Koninklijke Nederlandse Akademie van Wetenschappen* C91(2):129-159
- Maas Geesteranus R.A.** -1988- Conspectus of the Mycenas of the Northern Hemisphere 9. Section *Fragilipedes S-Z*. *Proceedings of the Koninklijke Nederlandse Akademie van Wetenschappen* C91(3):283-314
- Maas Geesteranus R.A.** -1988- Conspectus of the Mycenas of the Northern Hemisphere 10. Sections *Lactipedes, Sanguinolentae, Galactopoda* and *Crocatae*. *Proceedings of the Koninklijke Nederlandse Akademie van Wetenschappen* C91(4):377-403

- Maas Geesteranus R.A.** -1989- Conspectus of the Mycenas of the Northern Hemisphere 11. Section *Hygrocyboideae*. *Proceedings of the Koninklijke Nederlandse Akademie van Wetenschappen* C92(1):89-108
- Maas Geesteranus R.A.** -1989- Conspectus of the Mycenas of the Northern Hemisphere 12. Sections *Fuliginellae*, *Insignes*, *Ingratae*, *Euspeireae* and *Caespitosae*. *Proceedings of the Koninklijke Nederlandse Akademie van Wetenschappen* C92(3):331-365
- Maas Geesteranus R.A.** -1989- Conspectus of the Mycenas of the Northern Hemisphere 13. Sections *Calamophilae* and *Calodontes*. *Proceedings of the Koninklijke Nederlandse Akademie van Wetenschappen* C92(4):477-504
- Maas Geesteranus R.A.** -1990- Conspectus of the Mycenas of the Northern Hemisphere 14. Sections *Adonidae*, *Aciculae* and *Oregonenses*. *Proceedings of the Koninklijke Nederlandse Akademie van Wetenschappen* C93(2):163-186
- Maas Geesteranus R.A.** -1991- Conspectus of the Mycenas of the Northern Hemisphere 15. Sections *Hiemales* and *Exornatae*. *Proceedings of the Koninklijke Nederlandse Akademie van Wetenschappen* 94(1):81-102
- Maas Geesteranus R.A.** -1991- Studies in Mycenas. Additions and corrections. *Proceedings of the Koninklijke Nederlandse Akademie van Wetenschappen* 94(3):377-403
- Maas Geesteranus R.A.** -1991- Studies in Mycenas. Additions and corrections. Part 2. *Proceedings of the Koninklijke Nederlandse Akademie van Wetenschappen* 94(4):545-571
- Moreau P.-A.** -2013 (inédit.)- *An actualized key for European species of Alnicola and allied genera*, 25 pp.
- Moser M.** -1960- Die Gattung *Phlegmacium* (Schleimkopfe). *Pilz. Mitteleur.* 4:440 pp. + pl.
- Raitviir A.** -1970- Synopsis of the *Hyaloscyphaceae*. *Scripta Mycologica* 1:115 pp.
- Rappaz F.** -1987- Taxonomie et nomenclature des Diatrypacées à asques octospores. *Mycol. Helvet.* 2(3):285-648
- Robich G.** -2003- *Mycena d'Europa*, A.M.B. Fondazione (Ed.), Centro Studi Micologici, 728 pp.
- Robich G.** -2016- *Mycena d'Europa vol. 2*, A.M.B. Fondazione (Ed.), Centro Studi Micologici, 733-1528 pp.
- Romagnesi H.** -1967- *Les russules d'Europe et d'Afrique du Nord*. 998pp.
- Sarasini M.** -2005- *Gasteromiceti epigei*, 406pp, A.M.B. Fondazione (Ed.), Centro Studi Micologici
- Schumacher T.** -1990- The genus *Scutellinia* (Pyronemataceae), *Opera Botanica* 101, 107pp
- Senn-Irlet B.** -1995- The genus *Crepidotus* (Fr.)Staudé in Europe. *Persoonia* 16(1):1-80
- Tartarat A.** -1988- *Flore analytique des cortinaires*. Fédération mycologique Dauphiné-Savoie (Ed.), 320 pp.

Bibliographie des sites internet consultés.

Pour le contexte historique :

- *Histoire de l'Abbaye et de l'ancienne Congrégation des Chanoines réguliers d'Arrouaise*, M. Gosse (1786) :
<https://books.google.fr/books?pg=PA11&id=4bwAAAAAMAAJ&hl=fr#v=onepage&q&f=false>
- *L'arrondissement de Péronne, ou recherches sur les villes, bourgs, villages et hameaux qui le composent*. M. Paul Decagny (1844) :
<https://books.google.fr/books?id=GOoDAAAAQAAJ&pg=PA353&dq=Abbaye+arrouaise&lr=#v=onepage&q&f=false>
- *Histoire de la ville de Bapaume, depuis son origine jusqu'à nos jours*, Abbé Bédu (1865) :
<https://books.google.fr/books?id=zBt1qkN6ngwC&pg=PA336&dq=Abbaye+arrouaise&lr=#v=onepage&q=Abbaye%20arrouaise&f=false>

Informations sur les ZNIEFF(F)s :

- <https://inpn.mnhn.fr/programme/inventaire-znieff/presentation>
- <https://inpn.mnhn.fr/docs/ZNIEFF/znieffpdf/220013443.pdf>

Identification d'oiseaux à partir de plumes trouvées dans la nature :

<https://www.alulawebiste.com/>

Mécanisme d'éjection des ballistospores :

<http://blog.mycoquebec.org/blog/le-mecanisme-dejection-des-spores-des-hyemenomycetes/>

Pour les données épidémiologiques :

- <http://cap.chru-lille.fr/PS/rapport/chiffres/pdf-bilan-cap2006.pdf>
- https://www.anses.fr/fr/system/files/RA2017_Toxicovigilance.pdf
- <https://www.anses.fr/fr/system/files/RA2018.pdf>

Pour les clés de détermination :

- *Coprinus – Studies in Coprinus – keys to subsections and species in Coprinus* (Kees Ulgé) :
<https://grzyby.pl/coprinus-site-Kees-Uljee/species/Coprinus.htm>
- *Key to Psathyrella* (Andreas Melzer) :
<https://micolosa.net/wp-content/uploads/claves-psathyrellas.pdf>
- Mollisia : clé provisoire d'Andreas Gminder

Pour une partie des illustrations : diverses pages de Wikipédia.

ANNEXES

Annexe 1 : Premier chapitre de l'histoire de l'abbaye et de l'ancienne congrégation des chanoines réguliers d'Arrouaise.



HISTOIRE
DE L'ABBAYE ET DE L'ORDRE
OU
CONGRÉGATION
D'ARROUAISE.

PREMIERE PARTIE.

CHAPITRE I.

*Origine de l'Église ou Abbaye d'Arrouaise.
Saint Heldémare premier Prévôt.*

ENTRE les Établissements Réguliers que vit éclore le onzième siècle, l'Abbaye d'Arrouaise, dans la Province d'Artois, mérite d'être distinguée. Non-seulement elle est une des plus anciennes de l'Ordre de Saint Augustin, mais la réputation de ses premiers Religieux ayant passé jusque dans les Pays étrangers,

6 HISTOIRE D'ARROUAISE.

elle eut encore la gloire d'y envoyer des Colonies qui rendirent son Institut célèbre. Ces nouvelles Églises & quelques autres déjà fondées qui embrassèrent le même Institut, formerent longtemps sous le Chef-Lieu d'Arrouaise, l'Ordre ou Congrégation des Chanoines Réguliers dits Arroasiens.

Cette Abbaye eut d'abord différents noms, & dans les tems les plus proches de son érection, on la trouve également nommée *Abbatia Sanctæ Trinitatis, Sancti Nicolai, in Arida-Gamantia, in Arroasia, & de Trunco-Berengarii.*

Il est hors de doute qu'*Arroasia* a été formé par corruption d'*Arida-Gamantia*. (a) Mais pour ce qui est du mot *Gamantia*, je ne puis croire qu'il vienne du Celtique comme plusieurs l'ont avancé. (b) Sa racine, disent-ils, est le mot *Gaw*, qui signifie Terre. J'ai cherché en vain ce mot dans le Dictionnaire de la Langue Bretonne: je n'y ai même trouvé rien de semblable. Le mot *Gaw* d'ailleurs fût-il Celtique, je ne vois pas pourquoi il s'enfuivroit que celui de *Gamantia* en dérivât. Il y a bien plus d'apparence que ce dernier doit son origine à la Langue Grecque. Voici quelles sont mes conjectures à ce sujet.

Le Pays ou Canton d'Arrouaise connu en Latin sous la dénomination d'*Arida-Gamantia*, étoit autrefois une Forêt qui s'étendoit depuis Encre, aujourd'hui Albert, jusqu'à la Sambre, vers les Ardennes, ce qui fait environ vingt-cinq lieues de l'Ouest à l'Est. César

(a) L'Historien de Tournai, Cousin, ignoreoit apparemment qu'*Arida-Gamantia* signifie *Arrouaise*, lorsqu'en traduisant une Bulle d'Innocent II adressée à Oger, premier Abbé de Saint Mard, il s'est exprimé ainsi: " Si vous confirmons l'Ordre de Saint Augustin, selon la Coustume de Saint Nicolas de Gamache le sec. Tom. 2. p. 218. »

(b) V. l'Almanach d'Artois 1768, p. 53. Mercure de France 1737, p. 1523. — Cela pourroit être cependant, s'il étoit vrai, comme quelques-uns le prétendent, que les Langues Grecque & Celtique étoient la même dans l'origine & avoient les mêmes caractères.

qui nous a donné plusieurs détails sur les Druides, (c) nous apprend que ces Prêtres des Gaulois tenoient leurs assemblées au milieu des Forêts. Parmi les fonctions dont ils étoient chargés, l'administration de la Justice leur appartenoit, ainsi que l'instruction de la Jeunesse dans les Sciences, particulièrement dans la prétendue Science de la Divination : or le mot *Gamantia* paroît être composé des deux mots Grecs Γᾶ & Μαντῖα, dont le premier signifie *Terre*, & l'autre *Divination*. Cette étymologie est d'autant plus satisfaisante, que les Druides, selon plusieurs écrivains anciens & modernes, avoient l'intelligence de la Langue Grecque. Je pense donc que la Forêt d'Arrouaise étoit une de ces retraites où ils tenoient leurs assises & célébroient leurs mystères, d'où il est tout naturel de conclure que le nom de *Terre de Divination* lui est demeuré.

Le mot *Gamantia* peut tirer aussi bien son origine du Grec, que celui de *Druide* dont la racine est Δρυς, qui signifie proprement un chêne; de Δρυς s'est aussi formé *Dryade*, nom que l'on donnoit aux Nymphes des Bois. Enfin il n'est pas inutile de remarquer ici qu'il y avoit parmi les Gaulois des Prophétesses ou Devinereffes que l'on appeloit indifféremment Druides & Dryades, & qui n'étoient sans doute rien autre chose que les femmes des Druides, lesquelles, ainsi que leurs maris, se mêloient de prédire l'avenir.

L'épithete *Arida* ajoutée à *Gamantia*, ne fait que désigner la situation de la Forêt d'Arrouaise, dans un Pays sec & élevé. Cette qualification lui convient parfaitement. Car si les sources des rivières indiquent un Pays élevé, le Canton d'Arrouaise doit assurément l'être, puisque depuis Albert jusqu'à la Capelle, on trouve celles de l'Escaut, de la Selle, de l'Oise, de la

(c) Lib. VI. de *Be lo Gallico*. V. aussi le Dictionnaire Encyclopédique aux mots *rūide*, *Dryade*, & celui de Trévoux, au mot *Druide*.

Sambre, &c. il est encore aujourd'hui entrecoupé de Bois, & les deux extrémités seulement ont conservé l'ancien nom. Du côté d'Albert, on trouve l'Abbaye d'Arrouaise, les Bois d'Arrouaise, le Mesnil en Arrouaise, Sailly en Arrouaise; & vers la Sambre d'autres Bois appelés aussi Bois d'Arrouaise, Gouy, Montigny, Vaux en Arrouaise, de même qu'un ruisseau qui tombe dans l'Oise à Hanaples, & qui porte le nom d'Arrouaise. (d)

Gautier, élu Abbé d'Arrouaise en 1179, nous a laissé l'Histoire de la Fondation & des progrès de cette Abbaye jusqu'à son temps; il est, je pense, le plus ancien Écrivain qui parle de l'étendue & de la situation de la Forêt d'Arrouaise. Nous avons encore dans nos Archives cette Histoire écrite de sa main en tête d'un cartulaire. Après un préambule où il expose les motifs qui l'ont engagé à rassembler en un seul Corps les Chartes de sa Maison, il ajoute: j'ai cru devoir m'étendre sur l'époque de la Fondation & sur les mérites des Instituteurs de cette Église selon la connoissance que nous en ont donnée nos anciens. Ce lieu, continue-t-il, situé sur le Chemin public, (e) dans la Forêt que l'on nomme Arrouaise, & qui s'étendoit depuis Encre jusqu'à la Sambre, avoit été une retraite de Voleurs:

(d) L'Auteur des Mémoires pour servir à l'Histoire du Vermandois, a fait, sur la signification du mot Arrouaise, *Arida-Gamantia*, une découverte que personne ne lui enviera; « l'Arrouaise, dit-il, commence à l'Abbaye de ce nom, & n'est ni Terroir, ni Province; c'est une ligne ou cordon qui sépare l'Artois & le Cambrésis de la Picardie, & va se terminer vers les Ardennes. On appelle ce trait *Arida-Gamantia*; nous ne savons pourquoi. » T. II. p. 81.

Ce trait devoit être bien large; car je trouve que Bapaume même étoit situé en Arrouaise, quoiqu'il soit éloigné de Sailly de deux lieues & que le Chemin qui mène d'un endroit à l'autre, coupe le Canton d'Arrouaise à peu-près dans sa largeur. « Sachent tous.... que en l'an de l'Incarnation de notre S. J. C. 1281, Willaume, dit de Bolingehen, Bailliüs de Bapaumes en Arrouaise, &c.

(e) Maillart dit que ce Chemin est appelé dans les anciens MS, *Via Sanctorum*. Mercure de France, 1737, p. 1523.

c'est

PREMIERE PARTIE. CHAP. I. 9

c'est pourquoi plusieurs l'appellent le Tronc-Bérenger, du nom de leur chef.

Bérenger, comme nous l'apprend le même Gautier, avoit deux freres, Hefcelin & Bovon. Après sa mort, les Brigands à la tête desquels il avoit long-temps parcouru le Pays depuis Téroouanne jusqu'à Péronne, eurent l'art de se rendre encore utile la terreur de son nom. Ils l'enterrèrent dans un endroit que l'on nomme la Motte-Bérenger, sur laquelle on voit aujourd'hui un Calvaire. (f) Peut-être cette troupe de Brigands n'étoit-elle qu'un reste des Vandales ou Normands qui ravagerent le Pays des Morins, sur la fin du septieme siecle. On croit même assez communément que dans son origine, Bapaume étoit un Fort qui leur servoit de retraite. Quoi qu'il en soit, les anciens Compagnons de Bérenger imaginerent de creuser un gros arbre qui se trouvoit près de son tombeau, & d'y pratiquer une espece de niche. L'un d'eux s'y plaçoit de maniere à ne pas être apperçu, & lorsqu'ils avoient fait quelque prisonnier, ils le traînoient à ce redoutable Tribunal. Celui qui étoit logé dans le creux de l'arbre, stylé sans doute à ce manège, fixoit la rançon du prisonnier, feignant que c'étoit Bérenger lui-même qui en prononçoit l'Arrêt irrévocable. De-là ce Tronc prit le nom de Bérenger, nom qu'il communiqua ensuite, comme on vient de le voir, à l'Abbaye d'Arrouaise elle-même.

Voilà ce que la tradition avoit appris à Gautier. Il cite cependant aussi au sujet de cet insigne Voleur, une vie des

(f) Elle ressemble assez à ces monticules sous lesquels on trouve des tombeaux des Romains. On vient de la fouiller (en 1784.) on y a trouvé des ossements humains d'une grandeur extraordinaire, & quelques morceaux de cuivre doré, &c. mais on doit d'autant moins rapporter ces restes équivoques à Bérenger, qu'on les a rencontrés à une grande profondeur, épars çà & là, dans un puits qui paroît avoir été l'ouverture d'une carrière, & dont les déblais ont formé la motte qui porte le nom de Bérenger.

B

10 HISTOIRE D'ARROUAISE.

Saints Logle & Luglian, deux Irlandois, (*g*) qui passerent en France vers l'an 700, & furent mis à mort par Bérénger dans les environs de Térouanne, ce qui fait voir, dit-il, que le Canton d'Arrouaise ne fut point le seul théâtre de ses crimes. De Locre parle de ces deux Saints Irlandois à l'année 700, & rapporte un passage de leur vie, écrite par un Chanoine d'Arras, dans laquelle il est aussi fait mention de Bérénger & de ses Freres. Il en parle encore sous l'année 1470, à l'occasion d'une Châsse d'argent dont la Duchesse de Bourgogne, Élisabeth de Portugal, Veuve de Philippe le Bon, fit présent à l'Église de Lillers pour y déposer leurs Corps. Je ne sçais comment cette Église qui n'a été fondée que dans le onzieme siecle, a acquis ces Reliques. Gautier dit en propres termes que de son temps, (*h*) les Corps de St. Logle & de St. Luglian étoient en grande vénération à Mont-Didier.

1090. Ce fut dans cet endroit de la Forêt d'Arrouaise, nommé le Tronc-Bérénger, sur la limite des Comtés de Flandre & de Vermandois, (celui d'Artois n'étant pas encore érigé alors,) que deux étrangers, Heldémare & Conon, jetterent en l'année 1090, les fondemens de l'Abbaye des Chanoines réguliers

(*g*) Il est bon de rappeler ici un Saint Liéphart, Evêque Anglois, qui, vers le milieu du septieme siecle, fut assassiné dans la Forêt d'Arrouaise en revenant de Rome. Trécaut, Village situé à mi-chemin d'Arrouaise à Cambrai, fut d'abord le lieu de sa sépulture. Ses Reliques en ont été transportées à l'Abbaye d'Honnecourt, & de-là, à cause des guerres, à celle de Saint Pri dans la Ville de Saint Quentin. Rayssius se trompe lors qu'il dit (Hierog. Belg. p. 251.) qu'elles ont péri dans un Siège. Elles viennent d'être rapportées à Honnecourt, après la suppression de l'Abbaye de Saint Pri.

(*h*) *Quorum Corpora apud castrum quod mons desiderii dicitur, in Ecclesia venerantur.*

De Locre donne un extrait assez long & très-défiguré de ce MS. sous l'année 1090. Par exemple, la phrase que je viens de transcrire y est omise, & quatre lignes plus bas, lorsqu'il s'agit de la fondation de l'Abbaye d'Arrouaise, au lieu de dire *In Episcopatu Cameracensi*, comme le porte le MS, il met *In Comitatu Cameracensi*, &c.

PREMIERE PARTIE. CHAP. I. 11

d'Arrouaife. (i) Le premier étoit de Tournai; le second, que l'on croit fils d'un Comte d'Urrack, (k) étoit né en Allemagne. Élevés tous deux en Angleterre, ils y avoient embrassé la regle de St. Augustin & reçu l'ordre de la Prêtrise. Tout avoit été changé dans ce Royaume sous le regne de Guillaume le Conquérant. Pour affermir son autorité, ayant fait déposer les Prélats Anglois, il leur avoit substitué des Normands. Toutes les dignités, toutes les charges, étoient entre les mains de ses créatures. Heldémare & Conon eurent part à ses graces, & furent Maîtres de sa Chapelle. Après sa mort arrivée en 1087, ils quitterent la Cour pour faire quelques pèlerinages, & se fixerent enfin au Tronc - Bérenger, où ils trouverent un Hermite nommé Roger, natif du Transloi, Village voisin. Ils se firent ses Compagnons, se bâtirent une Celle, (l) & érigerent un Oratoire qu'ils dédièrent à la Sainte Trinité & à Saint Nicolas. Les environs étoient encore alors infestés de Voleurs; mais cet inconvénient ne put

(i) La Table de notre plus ancien Cartulaire, est terminée par ces trois mauvais Dyftiques:

*Anno milleno Domini deciesque noveno;
Norma Berengarii trunco nova cepit haberi.
Oflavus nonagenus millesimus annus,
Extabat, quando cepit Cistercius ordo.
Anno milleno centeno bis quoque deno,
In Premonstrato fundatur candidas ordo.*

(k) On lit dans le Mercure de Mars 1705, à l'occasion du Baron de Leyes; de l'Évêque d'Aich-Stel, la notice suivante: « Il descend d'une ancienne Famille d'Allemagne, dans laquelle il se conserve une vieille tradition que le Cardinal de Prénefte, » Conon, fils d'Éginon Comte d'Urrack en Allemagne, & un de ceux qui établirent » la Congrégation Arraofienne. étoit petit-fils d'une Camille Knobel de » Katzenellebogen. »

(l) Sur un fonds que les Religieux du Mont-Saint-Quentin leur céderent sous le cens de dix sous à chaque mort d'Abbé. Ce cens fut éteint par composition en 1218.

les détourner de leur projet. Leur établissement contribua même à la sûreté des Voyageurs. Ils s'affocierent quelques Disciples, & Heldémare fut choisi pour Chef ou Prévôt de cette Maison naissante. Il ne l'agrandit pas sensiblement. Jaloux de vivre dans la pauvreté, en vain on lui offroit des biens de toutes parts ; il ne voulut accepter que ce qui étoit absolument nécessaire au petit nombre de ses Religieux. Il refusa l'Église de Vermand, autrefois Collégiale, desservie alors par des Chanoines réguliers de St. Augustin, & donnée depuis à l'Ordre de Prémontré. Mais parmi les Disciples qu'il avoit rassemblés, il se trouva un Clerc qui s'étoit joint à eux sous le masque de l'hypocrisie. Ce malheureux irrité apparemment des remontrances de son Supérieur & de ses Freres, poignarda Roger, & frappa à mort Heldémare lui-même, qui ne mourut cependant que quelques mois après, (*m*) le 13 Janvier 1097, sans avoir pu encore donner une forme légale & solide à son établissement. Gautier qui ne fait l'éloge d'Heldémare qu'en peu de mots, parle des miracles qui manifesterent sa sainteté avant & après sa mort. Il ajoute cependant que s'il ne s'étend point davantage sur les vertus de ce premier Instituteur d'Arrouaise, c'est que pour en donner une juste idée, il lui eût fallu composer un livre exprès, ce qu'il n'avoit pas le loisir de faire.

Grand nombre d'écrivains ont témoigné leur vénération pour ce saint personnage, tels que Robert Dumont, le Cardinal Jacques de Vitri, Rosueide, Aubert Lemire, De Loche, & tous ceux qui ont eu occasion d'en parler. On le retrouve aussi dans le Martyrologe de France de M. Du Sauffay, & dans celui composé en François par M. Chatelain, Chanoine de

(*m*) Le P. Longueval (T. 8. P. 135.) dit *quelques jours*. Il y a dans le texte de Gautier *infra annum*.

l'Église de Paris, &c. Cependant on ne voit dans tous ces Ouvrages, au sujet d'Heldémare, rien autre chose que ce qu'en a dit Gautier. Les Bollandistes rapportent le MS. de cet Abbé, au 13 Janvier. Mais ce qu'ils nous ont donné est bien différent du texte original que j'ai sous les yeux & que j'insérerai dans ma seconde partie. On trouve, par exemple, dans leur compilation une Épitaphe d'Heldémare, qui est aussi transcrite dans le *Gallia Christiana*. On l'attribue communément à Conon lui-même, & l'on en argumente comme d'une preuve de la sainteté de son Maître dans la vie spirituelle :

*Quem tegit iste lapis nostri decus extitit orbis,
 Martha labore gregi, mente Maria sibi.
 Mente vigens, actuque potens, signisque refulgens,
 Infima despiciens, solaque summa petens.
 Hæc Heldemarus loca fundans, ipsa salubri
 Arida quæ fuerant, rorifer imbre rigat.
 Furis hic impuri (n) transfossus tempora ferro,
 Martyr martyrii præmia consequitur.
 Idibus hinc jani vitam sine fine quietam,
 Absque labore diem, dat sine nocte Deus.*

On chercheroit en vain cette Épitaphe dans nos anciens Cartulaires. Elle est l'ouvrage, à ce que je crois, de quelque Religieux qui a vécu long-temps après Heldémare. L'inscription que l'on a découverte au commencement de ce siècle, gravée sur une pierre de la nature de celles qui ont servi à bâtir la première Église d'Arrouaise, a bien plus l'air d'être originale, par la qualité de cette pierre, par l'ancienneté de l'écriture & par la simplicité de la composition.

(n) Ce Vers donne à entendre que la vengeance seule n'avoit point armé l'Assassin de Roger & d'Heldémare.

Au mois de Juin 1716, des Ouvriers travaillant à la Chapelle de Sainte Marie - Madeleine, découvrirent dans une fosse murée à la tête & aux piés, les ossements d'un corps humain, & à côté, une pierre où étoient gravés ces mots : *Hic jacet Heldemarus hujus loci fundator.* On crut avec raison que ce corps étoit celui du B. Heldémare. Le bruit de cette découverte se répandit parmi le peuple, & l'on présenta une Requête à Mrs. les Vicaires-généraux du Diocèse d'Arras, pour les prier de se transporter sur les lieux, &c. M. Le Tellier, Archidiacre d'Ostrevant & Vicaire-général, vint à Arrouaise le 29 du même mois, & fit la cérémonie de lever le corps en la présence de l'Abbé & de tous les Religieux, du Sr. de la Croix, Curé du Transloi &c. assisté d'ailleurs de deux Chirurgiens. Les ossements furent enveloppés dans des sachets & scellés, puis enfermés sous les mêmes sceaux, dans un coffre que l'on déposa sous l'Autel de la Chapelle de la Vierge, où on le voit encore aujourd'hui. On lit dans le procès-verbal de cette cérémonie que *les Chirurgiens remarquerent une ancienne fracture à l'extrémité du pariétal droit touchant à l'occiput*, de laquelle, disent-ils, ils n'ont pu deviner la cause. On augure qu'Heldémare a reçu dans cette partie le coup qui lui a causé la mort; ce qui est conforme à la tradition & à la première Épitaphe dont il a été parlé ci-dessus.

Dans l'intervalle de la découverte des ossements du B. Heldémare & de l'arrivée de M. Le Tellier, il se passa un événement qui mérite d'être rapporté.

Le nommé Frassen, Berger domicilié à Sailly, avoit un fils âgé d'environ cinq ans, tellement attaqué d'épilepsie, qu'il en éprouvoit depuis deux ans de violents accès vingt à trente fois par jour. Le pere & la mere avoient fait plusieurs pèlerinages sans avoir eu la consolation d'obtenir sa guérison. Mais

PREMIERE PARTIE. CHAP. I. 15

le 24 Juin, Frassen étant dans les champs occupé à garder son troupeau, il lui vint tout-à-coup la pensée de mener son fils à l'Abbaye d'Arrouaise, & d'y implorer le secours du B. Heldémare dont le corps venoit d'être découvert. Il met à l'instant un homme en sa place pour garder le troupeau, revient chez lui, & communique son dessein à son épouse. Le lendemain ils se rendent tous deux avec leur enfant au Tombeau du Saint & implorent son assistance par les prières les plus ferventes. Leur confiance est récompensée, & à peine sont-ils de retour chez eux, que l'enfant s'écrie ; je suis guéri.

Depuis ce moment jusqu'au 27 Juillet suivant, date des attestations que je ne fais que copier, on ne lui vit point le moindre symptôme d'épilepsie. J'ignore ce qu'il en fut dans la suite, & je prétends d'autant moins garantir la guérison de cet enfant comme miraculeuse, que les attestations dont je parle, & qui sont des père & mère, du Curé, du Greffier, du Chirurgien & de plusieurs particuliers de Saily, n'ont été reçues ni par des personnes compétentes, ni avec les formalités requises. Je sçais qu'en pareil cas on ne peut porter trop loin la circonspection.

On voit par notre ancien Nécrologe, qu'on célébroit autrefois avec beaucoup de solennité l'anniversaire d'Heldémare, le jour de sa mort. (o) La Collecte, que je n'ai rencontrée nulle part, étoit propre & exprimoit apparemment l'opinion où l'on est de sa sainteté. Il ne seroit pas d'ailleurs le seul Saint dont l'anniversaire fût célébré dans quelque Église particulière. Mais ce qui fait le plus d'honneur à sa mémoire, c'est l'Oratoire

(o) *Idibus Januarii, O. Sanctæ Memoria Dominus Heldemarus Sacerdos, fundator hujus loci, pro quo IX lectiones ad vigilias, & Missam facimus in Conventu: ad quæ; propria Collecta & singularis pro eo Concede, quæsumus, Domine, dicitur.*

élevé sur son Tombeau quinze ans après sa mort, comme je le dirai sous l'année 1112, lorsque je parlerai de Richer son Successeur médiat.

CHAPITRE II.

Séparation des Diocèses d'Arras & de Cambrai. Conon second Prévôt d'Arrouaise, puis Cardinal Evêque de Prénefte.

Lorsqu'Heldémare & Conon vinrent s'établir au Tronc-Bérenger, les Diocèses d'Arras & de Cambrai étoient encore réunis.

Gérard, II du nom, Evêque de Cambrai, mourut en 1092. Le Clergé élut pour lui succéder, Gautier ou Gaucher, Chanoine & Archidiacre de Cambrai. Mais le peuple à qui il n'étoit pas agréable, nomma de son côté Manassès, Archidiacre de Rheims. Cette double élection ne manqua point de causer de grands troubles. Cependant Gaucher fut sacré par Rainaud Archevêque de Rheims & Métropolitain de Cambrai.

La vacance de ce Siège & les dissensions scandaleuses auxquelles elle donna lieu, parurent favorables aux Arrageois pour faire rétablir un Evêque sur le Siège de leur Ville. Ils envoyèrent des Députés au Souverain Pontife Urbain II, & demandèrent la permission d'en élire un. Ce Pape étoit alors occupé de plusieurs affaires fort épineuses. Divers abus s'étoient introduits dans la Collation des Bénéfices. D'un côté les Evêques donnoient, pour ainsi dire, en fiefs, les Autels ou Eglises, & exigeoient à chaque mutation une espece de relief que l'on nommoit Droit de rachat. D'autre part les Prélats élus recevoient du Prince, avant de se mettre en possession, l'Anneau & la Crosse, ce qui s'appeloit investiture ecclésiastique.

Grégoire

Annexe 3 : CALCUL DE LA REGRESSION HYPERBOLIQUE

Equation :

$$\hat{y} = a + \frac{b}{x}$$

Coefficient b

$$b = \frac{n \sum \frac{y_i}{x_i} - \sum \frac{1}{x_i} \sum y_i}{n \sum \frac{1}{x_i^2} - \left(\sum \frac{1}{x_i} \right)^2}$$

Coefficient a

$$a = \frac{1}{n} \sum y_i - \frac{b}{n} \sum \frac{1}{x_i}$$

Coefficient de corrélation

$$R = \sqrt{1 - \frac{\sum (y_i - \hat{y}_i)^2}{\sum (y_i - \bar{y})^2}}$$

Erreur standard de la régression

$$\bar{A} = \frac{1}{n} \sum \left| \frac{y_i - \hat{y}_i}{y_i} \right| \cdot 100\%$$

Résultats	
n=	71
a=	1055,42232
b=	-60916,8872
c=	58,2764458
SCR=	24706,0515
\bar{y} =	375,84507
R=	0,993015
A=	8,53%

Paramètres du solveur

Objectif à définir : SRS11

À : Max Min Valeur : 0

Cellules variables : SRS9

Contraintes :

Rendre les variables sans contrainte non négatives

Sélect. une résolution : GRG non linéaire

Méthode de résolution
Sélectionnez le moteur GRG non linéaire pour des problèmes non linéaires simples de solveur. Sélectionnez le moteur Simplex PL pour les problèmes linéaires, et le moteur Évolutionnaire pour les problèmes complexes.

Aide Répondre Fermer

Résultat du solveur

Le Solveur a trouvé une solution satisfaisant toutes les contraintes et les conditions d'optimisation.

Conserver la solution du solveur Rétablir les valeurs d'origine

Retourner dans la boîte de dialogue Paramètres du solveur Rapports de plan

OK Annuler Enregistrer le scénario

Rapports
Réponses
Sensibilité
Limites

Le Solveur a trouvé une solution satisfaisant toutes les contraintes et les conditions d'optimisation.
Lorsque le moteur GRG est utilisé, le Solveur a trouvé au moins une solution optimale locale. Lorsque Simplex PL est utilisé, cela signifie que le Solveur a trouvé une solution optimale globale.

Valeurs de la série		Changement de variable	Calcul de a et b			Valeurs ajustées	Calcul du coefficient de corrélation		Calcul de l'erreur de la régression
Valeurs x_i	Valeurs y_i	x_i+c	y_i/x_i+c	$1/x_i+c$	$1/(x+c)^2$	$\hat{y}_i = a + b/(x_i + c)$	$(y_i - \hat{y}_i)^2$	$(y_i - \bar{y})^2$	
1	10	59,2764458	0,16870107	0,01687011	0,00028460	27,74789592	314,9878095	133842,6156	1,774789592
2	24	60,2764458	0,39816548	0,01659023	0,00027524	44,79724925	432,5255763	123794,9536	0,866552052
3	51	61,2764458	0,8322937	0,01631948	0,00026633	61,29012927	105,8867604	105524,3198	0,201767241
4	79	62,2764458	1,26853739	0,01605744	0,00025784	77,25334258	3,05081213	88116,99583	0,022109588
5	86	63,2764458	1,35911553	0,01580367	0,00024976	92,71200122	45,05096038	84010,16485	0,078046526
6	94	64,2764458	1,46243307	0,0155578	0,00024205	107,6896545	187,4066393	79436,64372	0,145634622
7	97	65,2764458	1,48598777	0,01531946	0,00023469	122,2084085	635,4638609	77754,5733	0,2598805
8	162	66,2764458	2,4443073	0,01508832	0,00022766	136,2890355	661,0536958	45729,71414	0,158709657
9	175	67,2764458	2,60120757	0,01486404	0,00022094	149,9510724	627,4487761	40338,74231	0,143136729
10	196	68,2764458	2,87068253	0,01464634	0,00021452	163,2129116	1074,993168	32344,24936	0,167281063
11	207	69,2764458	2,98802858	0,01443492	0,00020837	176,0918836	955,3116613	28508,65781	0,149314572
12	214	70,2764458	3,045117	0,01422952	0,00020248	188,6043324	644,9399312	26193,82682	0,118671344
13	214	71,2764458	3,00239438	0,01402988	0,00019684	200,765685	175,1470941	26193,82682	0,061842594
14	216	72,2764458	2,98852548	0,01383577	0,00019143	212,5905143	11,624593	25550,44654	0,015784656
15	219	73,2764458	2,98868207	0,01364695	0,00018624	224,0925978	25,93455273	24600,37612	0,023253871
16	222	74,2764458	2,98883445	0,01346322	0,00018126	235,2849713	176,4904621	23668,30569	0,059842213
17	235	75,2764458	3,12182646	0,01328437	0,00017647	246,1799775	124,9918975	19837,33386	0,047574372
18	244	76,2764458	3,19889053	0,01311021	0,00017188	256,7893122	163,5665063	17383,12259	0,052415214
19	248	77,2764458	3,20925733	0,01294055	0,00016746	267,1240655	365,7298821	16344,36203	0,077113167
20	258	78,2764458	3,29601066	0,01277524	0,00016321	277,194761	368,4388516	13887,46062	0,074398299
21	290	79,2764458	3,65808529	0,01261409	0,00015912	287,0113913	8,931781919	7369,376116	0,010305547
22	293	80,2764458	3,64988755	0,01245695	0,00015518	296,5834509	12,84112066	6863,305693	0,012230208
23	299	81,2764458	3,6788026	0,01230369	0,00015138	305,9199673	47,88594766	5905,164848	0,023143703
24	314	82,2764458	3,81640209	0,01215415	0,00014772	315,0295289	1,059929772	3824,812736	0,003278754
25	349	83,2764458	4,19086089	0,0120082	0,00014420	323,9203117	628,9907666	720,657806	0,071861571

26	353	84,2764458	4,18859619	0,01186571	0,00014080	332,6001035	416,1557769	521,8972426	0,057790075
27	360	85,2764458	4,22156431	0,01172657	0,00013751	341,076327	358,1053993	251,0662567	0,052565758
28	365	86,2764458	4,23058688	0,01159065	0,00013434	349,3560607	244,7328382	117,6155525	0,042860108
29	371	87,2764458	4,25086055	0,01145785	0,00013128	357,4460585	183,7093305	23,4747074	0,036533535
30	395	88,2764458	4,47457979	0,01132805	0,00012832	365,3527685	878,9583346	366,9113271	0,075056282
31	395	89,2764458	4,42445929	0,01120116	0,00012547	373,0823499	480,3833879	366,9113271	0,055487722
32	396	90,2764458	4,38652626	0,01107709	0,00012270	380,6406887	235,9084433	406,2211863	0,03878614
33	396	91,2764458	4,33846867	0,01095573	0,00012003	388,0334133	63,466503	406,2211863	0,020117643
34	398	92,2764458	4,31312668	0,010837	0,00011744	395,265908	7,475258881	490,8409046	0,006869578
35	399	93,2764458	4,27760724	0,01072082	0,00011494	402,3433262	11,17782992	536,1507637	0,008379264
36	417	94,2764458	4,42316208	0,0106071	0,00011251	409,2706025	59,74358558	1693,728229	0,018535725
37	419	95,2764458	4,39772912	0,01049577	0,00011016	416,0524646	8,687964972	1862,347947	0,007034691
38	420	96,2764458	4,36243773	0,01038676	0,00010788	422,6934436	7,254638308	1949,657806	0,006412961
39	422	97,2764458	4,33815192	0,01027998	0,00010568	429,1978843	51,80953824	2130,277524	0,017056598
40	430	98,2764458	4,37541261	0,01017538	0,00010354	435,5699547	31,02439549	2932,756398	0,012953383
41	431	99,2764458	4,34141247	0,01007288	0,00010146	441,8136549	116,9351323	3042,066257	0,025089687
42	433	100,276446	4,3180629	0,00997243	0,00009945	447,9328253	222,9892726	3266,685975	0,034486895
43	438	101,276446	4,32479632	0,00987396	0,00009750	453,9311548	253,8016945	3863,235271	0,0363725
44	438	102,276446	4,28251096	0,00977742	0,00009560	459,8121879	475,7715426	3863,235271	0,049799516
45	442	103,276446	4,27977548	0,00968275	0,00009376	465,5793319	555,9848924	4376,474707	0,053346905
46	452	104,276446	4,33463182	0,00958989	0,00009197	471,2358633	370,018435	5799,573299	0,04255722
47	456	105,276446	4,33145322	0,0094988	0,00009023	476,7849341	432,0134848	6424,812736	0,045580996
48	461	106,276446	4,33774386	0,00940942	0,00008854	482,2295778	450,6949739	7251,362031	0,046051145
49	479	107,276446	4,46509946	0,00932171	0,00008689	487,5727147	73,4914381	10640,9395	0,017897108
50	483	108,276446	4,46080398	0,00923562	0,00008530	492,8171573	96,376578	11482,17893	0,020325377
51	491	109,276446	4,49319152	0,0091511	0,00008374	497,965615	48,51979293	13260,65781	0,014186589
52	492	110,276446	4,46151485	0,00906812	0,00008223	503,0206991	121,4558086	13491,96767	0,022399795
53	501	111,276446	4,50230052	0,00898663	0,00008076	507,9849268	48,78920289	15663,7564	0,01394197
54	503	112,276446	4,48001356	0,00890659	0,00007933	512,8607259	97,23391555	16168,37612	0,019603829

55	503	113,276446	4,44046418	0,00882796	0,00007793	517,6504383	214,6353415	16168,37612	0,02912612
56	503	114,276446	4,40160697	0,00875071	0,00007657	522,3563239	374,6672733	16168,37612	0,038481757
57	505	115,276446	4,38077351	0,0086748	0,00007525	526,9805642	483,1452036	16680,99583	0,04352587
58	512	116,276446	4,40329937	0,00860019	0,00007396	531,5252659	381,236007	18538,16485	0,038135285
59	521	117,276446	4,4424948	0,00852686	0,00007271	535,9924634	224,7739593	21069,95358	0,028776321
60	530	118,276446	4,48102745	0,00845477	0,00007148	540,3841227	107,8300048	23763,74231	0,019592684
61	531	119,276446	4,45184291	0,00838388	0,00007029	544,7021437	187,7487421	24073,05217	0,025804414
62	548	120,276446	4,55617055	0,00831418	0,00006913	548,9483631	0,899392525	29637,31978	0,00173059
63	552	121,276446	4,55158458	0,00824562	0,00006799	553,124557	1,264628423	31030,55921	0,002037241
64	554	122,276446	4,53071723	0,00817819	0,00006688	557,2324435	10,44869091	31739,17893	0,005834736
65	558	123,276446	4,52641213	0,00811185	0,00006580	561,2736849	10,71701264	33180,41837	0,005866819
66	565	124,276446	4,54631605	0,00804658	0,00006475	565,2498899	0,062444979	35779,58738	0,000442283
67	573	125,276446	4,57388455	0,00798235	0,00006372	569,1626161	14,72551517	38870,06626	0,006697005
68	613	126,276446	4,85442868	0,00791913	0,00006271	573,0133715	1598,930461	56242,46062	0,065231042
69	620	127,276446	4,87128625	0,00785691	0,00006173	576,8036167	1865,927527	59611,62964	0,069671586
70	630	128,276446	4,91126797	0,00779566	0,00006077	580,5347671	2446,80927	64594,72823	0,078516243
71	635	129,276446	4,91195435	0,00773536	0,00005984	584,2081938	2579,807579	67161,27752	0,079987096
2556	26685	6693,62765	268,965149	0,79206254	0,00930769		24706,05148	1774705,296	6,056473739

Annexe 3 : INDEX SYNONYMIQUE

<i>Agrocybe erebia</i> (Fr. : Fr.) Kühner	<i>Cyclocybe erebia</i> (Fr. : Fr.) Vizzini & Matheny
<i>Alnicola escharoides</i> ss. Singer, Bon, etc.	<i>Alnicola citrinella</i> P.-A. Moreau & A. de Haan
<i>Alnicola mellinoides</i> ss. auct.	<i>Alnicola citrinella</i> P.-A. Moreau & A. de Haan
<i>Amanita gemmata</i> (Fr.) Bertillon	<i>Amanita junquillea</i> (Quélet)
<i>Amanita spissa</i> (Fr.) Opiz	<i>Amanita excelsa</i> var. <i>spissa</i> (Fr.) Neuville & Poumarat
<i>Amanitopsis pseudofriabilis</i> Courtecuisse (inééd.)	<i>Amanita olivaceo-grisea</i> Kalamees
<i>Annulohyphoxylon multiformer</i> (Fr. : Fr.) Y.-M. Ju, J.D. Rogers & H.-M. Hsieh	<i>Jackrogersella multiformis</i> (Fr. : Fr.) L. Wendt, Kuhnert & M. Stadler
<i>Armillaria lutea</i> Gillet (illég.)	<i>Armillaria gallica</i> Marxmüller & Romagnesi
<i>Armillaria obscura</i> ss. Romagnesi	<i>Armillaria ostoyae</i> (Romagnesi) Herink
<i>Bolbitius pluteoides</i> Moser	<i>Bolbitius reticulatus</i> var. <i>pluteoides</i> (Moser) Arnolds
<i>Bolbitius vitellinus</i> (Pers. : Fr.) Fr.	<i>Bolbitius reticulatus</i> var. <i>vitellinus</i> (Pers. : Fr.) Courtecuisse
<i>Boletus pulverulentus</i> Opatowski	<i>Cyanoboletus pulverulentus</i> (Opatowski) Gelardi, Vizzini & Simonini
<i>Calloria neglecta</i> (Libert) Hein	<i>Calloria urticae</i> (Pers. : Fr.) Seifert
<i>Calvatia excipuliformis</i> (Scop. : Pers.) Perdeck	<i>Lycoperdon excipuliforme</i> (Scop. : Pers.) Pers.
<i>Clavicornia pyxidata</i> (Pers. : Fr.) Doty	<i>Artomyces pyxidatus</i> (Pers. : Fr.) Jülich
<i>Clavulina cristata</i> (Holmskjöld : Fr.) J. Schröter	<i>Clavulina coralloides</i> (L. : Fr.) J. Schröter
<i>Clitocybe candicans</i> (Pers. : Fr.) Kummer	<i>Leucocybe candicans</i> (Pers. : Fr.) Vizzini, P. Alvarado, G. Moreno & Consiglio
<i>Clitocybe clavipes</i> (Pers. : Fr.) Kummer	<i>Ampulloclitocybe clavipes</i> (Pers. : Fr.) Redhead, Lutzoni, Moncalvo & Vilgalys
<i>Clitocybe costata</i> Kühner & Romagnesi	<i>Infundibulicybe costata</i> (Kühner & Romagnesi) Harmaja
<i>Clitocybe geotropa</i> (Bull. : Fr.) Quélet	<i>Infundibulicybe geotropa</i> (Bull. : Fr.) Harmaja
<i>Clitocybe gibba</i> (Pers. : Fr.) Kummer	<i>Infundibulicybe gibba</i> (Pers. : Fr.) Harmaja
<i>Clitocybe langei</i> Hora	<i>Clitocybe vibecina</i> var. <i>floccipes</i> Métrod
<i>Clitocybe nebularis</i> (Batsch : Fr.) Kummer	<i>Lepista nebularis</i> (Batsch : Fr.) Harmaja
<i>Clitocybe phaeophthalma</i> (Pers. : Fr.) Kuyper	<i>Singerocybe phaeophthalma</i> (Pers. : Fr.) Harmaja
<i>Collybia butyracea</i> (Bull. : Fr.) Kummer	<i>Rhodocollybia butyracea</i> (Bull. : Fr.) Lennox
<i>Collybia butyracea</i> f. <i>asema</i> (Fr.) Singer	<i>Rhodocollybia butyracea</i> f. <i>asema</i> (Fr.: Fr.) Antonin, Halling & Noordeloos
<i>Collybia fusipes</i> (Bull. : Fr.) Quélet	<i>Rhodocollybia fusipes</i> (Bull. : Fr.) Romagnesi
<i>Collybia maculata</i> (Alb. & Schw. : Fr.) Kummer	<i>Rhodocollybia maculata</i> (Alb. & Schw. : Fr.) Singer
<i>Conocybe sordescens</i> P.D. Orton	<i>Conocybe juniana</i> var. <i>sordescens</i> (P.D. Orton) Hausknecht & Svrček
<i>Conocybe sordida</i> Kühner & Watling	<i>Conocybe echinata</i> (Velenovsky) Singer
<i>Coprinus acuminatus</i> (Romagnesi) P.D. Orton	<i>Coprinopsis acuminata</i> (Romagnesi) Redhead, Vilgalys & Moncalvo
<i>Coprinus alopecia</i> Lasch	<i>Coprinopsis alopecia</i> (Fr.) La Chiusa & Boffelli
<i>Coprinus atramentarius</i> (Bull. : Fr.) Fr.	<i>Coprinopsis atramentaria</i> (Bull. : Fr.) Redhead, Vilgalys & Moncalvo
<i>Coprinus auricomus</i> Patouillard	<i>Parasola auricoma</i> (Patouillard) Redhead, Vilgalys & Hopple
<i>Coprinus disseminatus</i> (Pers. : Fr.) S.F. Gray	<i>Coprinellus disseminatus</i> (Pers. : Fr.) J.E. Lange
<i>Coprinus insignis</i> Peck	<i>Coprinopsis alopecia</i> (Fr.) La Chiusa & Boffelli
<i>Coprinus lagopus</i> (Fr. : Fr.) Fr.	<i>Coprinopsis lagopus</i> (Fr. : Fr.) Redhead, Vilgalys & Moncalvo
<i>Coprinus leiocephalus</i> P.D. Orton	<i>Parasola lactea</i> (A.H. Smith) Redhead, Vilgalys & Hopple
<i>Coprinus micaceus</i> (Bull. : Fr.) Fr.	<i>Coprinellus micaceus</i> (Bull. : Fr.) Vilgalys, Hopple & J.E. Johnson

<i>Coprinus saccharinus</i> Romagnesi	<i>Coprinellus saccharinus</i> (Romagnesi) P. Roux, G. Garcia & V. Dumas
<i>Cortinarius causticus</i> ss. Quélet, R. Maire, R. Henry, Kühner & Romagnesi	<i>Cortinarius galeobdolon</i> Melot
<i>Cortinarius paleaceus</i> (Weinm.) Fr.	<i>Cortinarius flexipes</i> (Pers. : Fr.) Fr.
<i>Cylindrobasidium evolvens</i> (Fr. : Fr.) Jülich	<i>Cylindrobasidium laeve</i> (Pers. : Fr.) Chamuris
<i>Dasyscyphus niveus</i> (Hedw. : Fr.) Saccardo	<i>Dasyscyphella nivea</i> (Hedw. : Fr.) Raitviir
<i>Dialonectria episphaeria</i> (Tode : Fr.) Cooke	<i>Cosmospora episphaeria</i> (Tode : Fr.) A.Y. Rossman & G.J. Samuels
<i>Diatrype favacea</i> (Fr. : Fr.) Fr.	<i>Diatrypella favacea</i> (Fr. : Fr.) Cesati & De Notaris
<i>Ganoderma applanatum</i> (Pers.) Patouillard	<i>Ganoderma lipsiense</i> (Batsch) G.F. Atkinson
<i>Geastrum fimbriatum</i> Fr.	<i>Geastrum sessile</i> (Sow.) Pouzar
<i>Geastrum triplex</i> ss. auct. Europ.	<i>Geastrum michelianum</i> W.G. Smith
<i>Grandinia alutaria</i> (Burt.) Jülich	<i>Hyphodontia alutaria</i> (Burt.) Eriksson
<i>Grandinia pallidula</i> (Bresadola) Jülich	<i>Hyphodontia alutaria</i> (Bresadola) Eriksson
<i>Gymnopilus spectabilis</i> (Weinmann : Fr.) A.H. Smith	<i>Gymnopilus junonius</i> (Fr. : Fr.) P.D. Orton
<i>Hebeloma malenconii</i> Bellù & Lanzoni	<i>Hebeloma subtortum</i> P. Karsten
<i>Hebeloma mesophaeum</i> var. <i>lacteum</i> Vesterh.	<i>Hebeloma subtortum</i> P. Karsten
<i>Hebeloma ochroalbidum</i> Bohus	<i>Hebeloma eburneum</i> Malençon
<i>Hebeloma pallidoluctuosum</i> Gröger & Zschieschang	<i>Hebeloma sacchariolens</i> Quélet
<i>Hebeloma pallidum</i> Malençon (illég.)	<i>Hebeloma subtortum</i> P. Karsten
<i>Hymenoscyphus albidus</i> (Roberge -> P. Karsten) W. Phillips)	<i>Lanzia albida</i> (P. Karsten) S.E. Carpenter
<i>Hyphoderma praetermissa</i> (P. Karsten) J. Eriksson & Strid	<i>Peniophorella praetermissa</i> (P. Karsten) K.-H. Larsson
<i>Hyphoderma pubera</i> (Fr. : Fr.) Wallroth	<i>Peniophorella pubera</i> (Fr. : Fr.) P. Karsten
<i>Hyphodontia sambuci</i> (Pers.) J. Eriksson	<i>Lyomyces sambuci</i> (Pers.) P. Karsten
<i>Hypholoma fasciculare</i> f. <i>sadleri</i>	<i>Hypholoma fasciculare</i> f. <i>sterilis</i> J.E. Lange
<i>Hypholoma sublateritium</i> (Fr.) Quélet	<i>Hypholoma lateritium</i> (J.C. Sch. : Fr.) Kummer
<i>Hypocrea citrina</i> (Pers. : Fr.) Fr.	<i>Trichoderma citrina</i> (Pers. : Fr.) Jaklitsch, W. Gams & Voglmayr
<i>Hypoxylon multifforme</i> (Fr. : Fr.) Fr.	<i>Jackrogersella multifformis</i> (Fr. : Fr.) L. Wendt, Kuhnert & M. Stadler
<i>Hypoxylon udum</i> (Pers. : Fr.) Fr.	<i>Euepaxydon udum</i> (Pers. : Fr.) Füsting ex Laessoe & Spooner [inval.]
<i>Inocybe hypophaea</i> Furrer-Zogias	<i>Inocybe fuscidula</i> Velenovsky
<i>Inocybe rimosa</i> (Bull. : Fr.) Kummer	<i>Inocybe fastigiata</i> (J.C. Sch. : Fr.) Quélet
<i>Inocybe virgatula</i> Kühner	<i>Inocybe fuscidula</i> Velenovsky
<i>Inonotus dryadeus</i> (Pers. : Fr.) Murrill	<i>Pseudoinonotus dryadeus</i> (Pers. : Fr.) T. Wagner & M. Fischer
<i>Laccaria laccata</i> var. <i>moelleri</i> Singer	<i>Laccaria proxima</i> (Boudier) Patouillard
<i>Lactarius cimicarius</i> Fr.	<i>Lactarius seriffuus</i> (de Candolle : Fr.) Fr.
<i>Lactarius fuliginosus</i> f. <i>albipes</i> J.E. Lange	<i>Lactarius azonites</i> (Bull. : Fr.) Fr.
<i>Lactarius obscuratus</i> var. <i>radiatus</i> Romagnesi	<i>Lactarius obscuratus</i> (Lasch) Fr.
<i>Lactarius plumbeus</i> (Bull. : Fr.) S.F. Gray	<i>Lactarius necator</i> (Bull. : Fr.) Pers.
<i>Lactarius radiatus</i> J.E. Lange	<i>Lactarius obscuratus</i> (Lasch) Fr.
<i>Leccinum carpini</i> (R. Schulz) D.A. Reid	<i>Leccinellum pseudoscabrum</i> (Kallenbach) Mikšik
<i>Leccinum crocipodium</i> (Letellier) Watling	<i>Leccinellum crocipodium</i> (Letellier) Della Maggiora & Trassinelli
<i>Leccinum quercinum</i> (Pilát) E.E. Green & Watling	<i>Leccinum aurantiacum</i> (Bull. : Fr.) S.F. Gray
<i>Leccinum scabrum</i> var. <i>melaneum</i> (F. Smotlacha) Dermek	<i>Leccinum melaneum</i> (F. Smotlacha) Pilát & Dermek
<i>Lenzites betulinus</i> (L. : Fr.) Fr.	<i>Trametes betulina</i> (L. : Fr.) Pilát
<i>Lepiota acugtesquamosa</i> var. <i>furcata</i> Kühner	<i>Echinoderma asperum</i> (Pers. : Fr.) M. Bon
<i>Lepiota ventriospora</i> D.A. Reid	<i>Lepiota magnispora</i> Murill
<i>Lepista flaccida</i> (Sowerby : Fr.) Patouillard	<i>Paralepista flaccida</i> (Sowerby : Fr.) Vizzini
<i>Lepista inversa</i> (Scop. : Fr.) Singer	<i>Paralepista inversa</i> (Scop.) Rathelhuber
<i>Leptopodia elastica</i> (Bull. : Fr.) Boudier	<i>Helvella elastica</i> Bull. : Fr.

<i>Macrolepiota rhacodes</i> (Vittadini) Singer	<i>Chlorophyllum rhacodes</i> (Vittadini) Vellinga
<i>Marasmius alliaceus</i> (Jacq. : Fr.) Fr.	<i>Mycetinis alliaceus</i> (Jacq. : Fr.) Earle
<i>Meruliopsis corium</i> (Pers. : Fr.) Ginns	<i>Byssomerulius corium</i> (Pers. : Fr.) Parmasto
<i>Merulius tremellosus</i> Schrad. : Fr.	<i>Phlebia tremellosa</i> (Schrad. : Fr.) K.K. Nakasone & H.H. Burdsall
<i>Micromphale foetidus</i> (Sow. : Fr.) Singer	<i>Marasmiellus foetidus</i> (Sow. : Fr.) Antonin, Halling & Noordeloos
<i>Micromphale perforans</i> (Hoffm. : Fr.) S.F. Gray	<i>Marasmiellus perforans</i> (Hoffm. : Fr.) Antonín, Halling & Noordeloos
<i>Mollisia revincta</i> (P. Karsten) Rehm	<i>Pyrenopeziza revincta</i> (P. Karsten) Gremmen
<i>Morganella piriforme</i> (J.C. Sch. : Pers.) Kreisel & D. Krüger	<i>Apioperdon piriforme</i> (J.C. Sch. : Pers.) Vizzini
<i>Mycena alba</i> (Bresadola) Kühner	<i>Phloeomana alba</i> (Bresadola) Redhead
<i>Mycena speirea</i> (Fr. : Fr.) Gillet	<i>Phloeomana speirea</i> (Fr. : Fr.) Redhead
<i>Nectria episphaeria</i> (Tode : Fr.) Fr.	<i>Cosmospora episphaeria</i> (Tode : Fr.) A.Y. Rossman & G.J. Samuels
<i>Neobulgaria pura</i> (Pers. : Fr.) Petrak	<i>Ombrophila pura</i> (Pers. : Fr.) Baral
<i>Nyctalis lycoperdoides</i> (Fr. : Fr.) M. Bon & Courtecuisse	<i>Asterophora lycoperdoides</i> (Bull. : Fr.) Ditmar
<i>Nyctalis parasitica</i> (Bull. : Fr.) Fr.	<i>Asterophora parasitica</i> (Bull. : Fr.) Singer
<i>Osteomorpha fragilis</i> Watling & Kendrick (anamorphe)	<i>Trechispora stevensonii</i> (Berk. & Br.) K.-H. Larsson
<i>Pachyella babingtonii</i> (Berk. & Br.) Boudier	<i>Adelphella babingtonii</i> (Berk. & Br.) Pfister, Matocec & I. Kusan
<i>Parasola leioccephala</i> (P.D. Orton) Redhead, Vilgalys & Hopple	<i>Parasola lactea</i> (A.H. Smith) Redhead, Vilgalys & Hopple
<i>Paxillus filamentosus</i> ss. Marchand	<i>Paxillus olivellus</i> P.-A. Moreau, J.-P. Chaumeton, Gryta & Jargeat
<i>Phaeohelotium umbilicatum</i> (Le Gal) Dumont	<i>Hymenoscyphus umbilicatus</i> (Le Gal) Dumont
<i>Phanerochaete cremea</i> (Bres.) Parmasto	<i>Phanerochaete sordida</i> (P. Karsten) J. Eriksson & Ryvarden
<i>Phellinus ferruginosus</i> (Schrad. : Fr.) Patouillard	<i>Fuscoporia ferruginosa</i> (Schrad. : Fr.) Murrill
<i>Phlebia radiata</i> Fr. : Fr.	<i>Phlebia merismoides</i> (Fr. : Fr.) Fr.
<i>Pholiota alnicola</i> var. <i>salicicola</i> (Fr.) Holec	<i>Flammula alnicola</i> (Fr. : Fr.) P. Kummer
<i>Pholiota salicicola</i> (Fr.) M. Bon ex Arnolds	<i>Flammula alnicola</i> (Fr. : Fr.) P. Kummer
<i>Pholiotina appendiculata</i> (J.E. Lange & Kühner) Singer	<i>Pholiotina velata</i> (Velenovsky) Hausknecht
<i>Piptoporus betulinus</i> (Bull. : Fr.) P. Karsten	<i>Fomitopsis betulina</i> (Bull. : Fr.) B.K. Cui, M.L. Han & Y.C. Dai
<i>Pluteus curtisii</i> (Berk. & Br.) Saccardo	<i>Pluteus petasatus</i> (Fr.) Gillet
<i>Polyporus badius</i> (Pers.) Schw.	<i>Picipes badius</i> (Pers.) Zmitrovich & Kovalenko
<i>Polyporus brumalis</i> (Pers. : Fr.) Fr.	<i>Polyporellus brumalis</i> (Pers. : Fr.) P. Karsten
<i>Polyporus ciliatus</i> (Fr. : Fr.) Fr.	<i>Polyporellus ciliatus</i> (Fr. : Fr.) P. Karsten
<i>Polyporus durus</i> (Timm) Kreisel	<i>Picipes badius</i> (Pers.) Zmitrovich & Kovalenko
<i>Polyporus leptoccephalus</i> (Jacq. : Fr.) Fr.	<i>Cerioporus leptoccephalus</i> (Jacq. : Fr.) Zmitrovitch & Kovalenko
<i>Polyporus squamosus</i> (Huds. : Fr.) Fr.	<i>Cerioporus squamosus</i> (Huds. : Fr.) Quélet
<i>Psathyrella conopilus</i> (Fr. : Fr.) A. Pearson & Dennis	<i>Parasola conopilus</i> (Fr. : Fr.) Örstadius & E. Larsson
<i>Psathyrella gracilis</i> (Pers. : Fr.) Quélet	<i>Psathyrella corrugis</i> f. <i>gracilis</i> (Pers. : Fr.) Enderle
<i>Psathyrella lacrymabunda</i> Bull. : Fr.	<i>Lacrymaria lacrymabunda</i> (Bull. : Fr.) Patouillard
<i>Psathyrella marcescibilis</i> (Britz.) Singer	<i>Coprinopsis marcescibilis</i> (Britzelmayer) Örstadius & E. Larsson
<i>Psathyrella spadicea</i> (Kummer) Singer	<i>Homophron spadiceum</i> (Kummer) Örstadius & E. Larsson
<i>Psilocybe crobula</i> (Fr.) Singer	<i>Deconica crobula</i> (Fr.) Romagnesi
<i>Psilocybe inquilina</i> (Fr. : Fr.) Bresadola	<i>Deconica inquilina</i> (Fr. : Fr.) Romagnesi
<i>Psilocybe modesta</i> (Peck) A.H. Smith	<i>Deconica modesta</i> (Peck) Morgan

<i>Psilocybe squamosa</i> (Pers. : Fr.) P.D. Orton	<i>Leratiomyces squamosus</i> (Pers. : Fr.) Bridge & Spooner
<i>Ramaria curta</i> (Fr.) Schild	<i>Phaeoclavulina curta</i> (Fr.) Giachini
<i>Ramaria myceliosa</i> var. <i>microspora</i> R.H. Petersen	<i>Phaeoclavulina curta</i> (Fr.) Giachini
<i>Rigidoporus sanguinolentus</i> (Alb. & Schw. : Fr.) Donk	<i>Physisporinus sanguinolentus</i> (Alb. & Schw. : Fr.) Pilát
<i>Rigidoporus vitraeus</i> (Pers. : Fr.) Donk	<i>Physisporinus vitraeus</i> (Pers. : Fr.) P. Karsten
<i>Russula artesiana</i> M. Bon	<i>Russula viscida</i> Kudrna
<i>Russula atropurpurea</i> (Krombholz) Britzelmayr (illég.)	<i>Russula bresadolae</i> Schulzer
<i>Russula aurata</i> (With.) Fr.	<i>Russula aurea</i> Pers.
<i>Russula emetica</i> var. <i>betularum</i> (Hora) Romagnesi	<i>Russula betularum</i> Hora
<i>Russula krombholzii</i> R. Schäfer	<i>Russula bresadolae</i> Schulzer
<i>Russula lepida</i> Fr.	<i>Russula rosea</i> Pers.
<i>Russula pectinatoides</i> Peck	<i>Russula recondita</i> Melera & Ostellari
<i>Russula praetervisa</i> Sarnari	<i>Russula recondita</i> Melera & Ostellari
<i>Russula pumila</i> Rouzeau & F. Massart	<i>Russula leprosa</i> (Bresadola) Crawshey
<i>Russula rosea</i> ss. Romagnesi, M. Bon, etc.	<i>Russula aurora</i> Krombholz
<i>Rutstroemia echinophila</i> (Bull. : Fr.) von Höhnel	<i>Lanzia echinophila</i> (Bull. : Fr.) Korf
<i>Sepedonium chrysospermum</i> Bull. : Fr.	<i>Hypomyces chrysospermus</i> Tulasne & C. Tulasne
<i>Stropharia squamosa</i> (Pers. : Fr.) Quélet	<i>Leratiomyces squamosus</i> (Pers. : Fr.) Bridge & Spooner
<i>Tephrocybe boudieri</i> Derbsch	<i>Myochromella boudieri</i> (Kühner & Romagnesi) V. Hofstetter, Cléménçon, Moncalvo & Redhead
<i>Trametes multicolor</i> (J.C Sch.) Jülich	<i>Trametes ochracea</i> (Pers.) Gilbertson & Ryvarden
<i>Tremella frondosa</i> Bull. : Fr.	<i>Phaeotremella frondosa</i> (Bull. : Fr.) Spirin & V. Malysheva
<i>Ustulina deusta</i> (Hoffm. : Fr.) Lind	<i>Kretzschmaria deusta</i> (Hoffm. : Fr.) P. Martin
<i>Volvariella gloiocephala</i> (de Candolle : Fr.) Boekhout & Enderle	<i>Volvopluteus gloiocephalus</i> (de Candolle : Fr.) Vizzini, Contu & Justo
<i>Volvariella speciosa</i> (Fr.) Singer	<i>Volvopluteus gloiocephalus</i> (de Candolle : Fr.) Vizzini, Contu & Justo
<i>Xerocomus badiorufus</i> R. Heim (inval.)	<i>Imleria heteroderma</i> (Blum) T. Rödiger
<i>Xerocomus badius</i> (Fr. : Fr.) E.-J. Gilbert	<i>Imleria badia</i> (Fr. : Fr.) Vizzini
<i>Xerocomus chrysenteron</i> (Bull. : Fr.) Quélet	<i>Xerocomellus chrysenteron</i> (Bull. : Fr.) Šutara
<i>Xerocomus cisalpinus</i> Simonini, H. Ladurner & Peintner	<i>Xerocomellus cisalpinus</i> (Simonini, H. Ladurner & Peintner) Klofac
<i>Xerocomus communis</i> (Bull.) M. Bon	<i>Hortiboletus communis</i> (Bull.) comb. prov.
<i>Xerocomus leonis</i> (D.A. Reid) M. Bon	<i>Aureoboletus moravicus</i> (Vaček) Klofac
<i>Xerocomus pruinatus</i> (Fr.) Quélet	<i>Xerocomellus pruinatus</i> (Fr.) Šutara
<i>Xerocomus rubellus</i> (Krombh.) Quélet	<i>Hortiboletus rubellus</i> (Quélet) Simonini, Vizzini & Gelardi
<i>Xerocomus porosporus</i> (Watling) Contu	<i>Xerocomellus porosporus</i> (Watling) Šutara
<i>Xerula radicata</i> (Rehlan) Dörfelt	<i>Hymenopellis radicata</i> (Rehlan : Fr.) R.H. Petersen
<i>Xerula radicata</i> f. <i>marginata</i> (Konrad & Maublanc) R.H. Petersen	<i>Hymenopellis radicata</i> f. <i>marginata</i> (Konrad & Maublanc) R.H. Petersen

Annexe 4 : DONNEES BRUTES

Dénomination	Trophisme	LR Nat.	LR Reg.	*	Parcelles
La colonne * correspond aux données d'archives des années 1998, 2011 et 2013.					
ASCOMYCOTA					
PEZIZOMYCOTINA					
DOTHIDEOMYCETES					
<i>Incertae sedis</i>					
<i>Rhopoglyphus filicinus</i> (Fr.) Fuckel					48 55
Pleosporales					
<i>Incertae sedis</i>					
<i>Periconia cookei</i> Masson & M.B. Ellis					61-62 95
<i>Periconia minutissima</i> Corda					95
Leptosphaeriaceae					
<i>Leptosphaeria acuta</i> (Hoffm. : Fr.) P. Karsten					95
Pleosporaceae					
<i>Dendryphiella vinosa</i> (Berk. & Curt.) Reisinger					95
Torulaceae					
<i>Dendryphion comosum</i> Wallroth					95
<i>Dendryphion nanum</i> (Nees van Eesenbeck : Fr.) S. Hughes					61-62
<i>Torula herbarum</i> (Pers. : Fr.) Link					61-62 95
Acrospermales					
<i>Acrospermum compressum</i> Tode : Fr.					95
Hysteriales					
<i>Gloniopsis praelonga</i> (Schw.) Underwood & Earle					23
Dothideales					
<i>Leptospora rubella</i> (Pers. : Fr.) Rabenhorst					61-62
Sordariomycetes					
Sordariales					

Lasiochaeriacae					
<i>Lasiochaeria ovina</i> (Pers. : Fr.) Cesati & De Noratis					7 70
<i>Lasiochaeria spermoides</i> (Hoffm. : Fr.) Cesati & De Notaris					7
Hypochaeriacae					
« Parasite » du <i>Carabus auratus</i>					41
Cordycipitaceae					
<i>Cordyceps militaris</i> (J.F. Ehrhart : Fr.) Link					17
Hypochaeraceae					
<i>Hypomyces chrysospermus</i> Tulasne et C. Tulasne				*	13 17 25 28 40 41 47 62 69
<i>Hypomyces rosellus</i> (Alb. & Schw. : Fr.) Tulasne & C. Tulasne					23 85
<i>Trichoderma citrinum</i> (Pers. : Fr.) Jaklitsch, W. Gams & Voglmayr					23
Nectriaceae					
<i>Nectria cinnabarina</i> (Tode : Fr.) Fr.					8 10-11 17 23 25 28 41 51 55 62 69 70 85 95
<i>Cosmospora episphaeria</i> (Tode : Fr.) A.Y. Rossmann & G.J. Samuels					23 34
Xylariales					
Melogrammataceae					
<i>Melogramma campylosporum</i> Fr.					17
Diatrypaceae					
<i>Diatrype bullata</i> (Hoffm. : Fr.) Fr.					68
<i>Diatrype disciformis</i> (Hoffm. : Fr.) Fr.					23 40 52
<i>Diatrype stigma</i> (Hoffm. : Fr.) Fr.					7 23 28 34 41 43 48 53 69 91
<i>Diatrypella favacea</i> (Fr. : Fr.) Cesati & De Notaris					23 91
<i>Eutypa maura</i> (Fr. : Fr.) Fuckel					17-23
Hypoxylaceae					
<i>Daldinia concentrica</i> (Bolt. : Fr.) Cesati & De Noratis				*	7 13 25 40 47 85 91 95
<i>Daldinia decipiens</i> M. Stadler & Wollweber				*	

<i>Hypoxylon fragiforme</i> (Pers. : Fr.) Kickx f.					*	7 8 23 40 41 47 48 62 70 85 91
<i>Hypoxylon fuscum</i> (Pers. : Fr.) Fr.						7 9-17 23 34 43 53 91 68
<i>Hypoxylon macrocarpum</i> Pouzar						34
<i>Hypoxylon rubiginosum</i> (Pers. : Fr.) Fr.						25 48 70 95
<i>Jackrogersella multiformis</i> (Fr. : Fr.) L. Wendt, Kuhnert & M. Stadler						4 8 41 48 53 62 69 70 91
Xylariaceae						
<i>Euepixylon udum</i> (Pers. : Fr.) Læssøe & Spooner [inval.]						23
<i>Kretzschmaria deusta</i> (Hoffm. : Fr.) P. Martin						70
<i>Nemania serpens</i> (Pers. : Fr.) S.F. Gray						53 95
<i>Xylaria carpophila</i> (Pers. : Fr.) Fr.						17-23
<i>Xylaria hypoxylon</i> (L. : Fr.) Greville					*	7 8 13 17 23 25 41 43 48 51 52 55 62 66 69 77 85 91 95
<i>Xylaria longipes</i> Nitschke				Niv 2 - Cat 5	*	7 10-11 17 28 30 34 40 41 47 52 53 62 77 91 95
<i>Xylaria polymorpha</i> (Pers. : Fr.) Greville						7 8 17 28 41 43 47 48 61-62 70 91
Trichosphaeriales						
<i>Helminthosphaeria clavariarum</i> (Desmazières) Saccardo						8 9-17 13 28 43 85
Orbiliomycetes						
<i>Orbilium curvatispora</i> Boudier						95
<i>Orbilium delicatula</i> (P. Karsten) P. Karsten						91
<i>Orbilium luteorubella</i> (Nylander) P. Karsten						70
Leotiomycetes						
Erysiphales						
<i>Microsphaera alphitoides</i> Griffon & Maublanc						41
<i>Sawadaea bicornis</i> (Wallroth : Fr.) Homma						17
Rhytimatales						
<i>Rhytisma acerinum</i> (Pers. : Fr.) Fr.					*	5 7 13 17 28 41 43 47 48 95

Helotiales					
Sclerotiniaceae					
<i>Ciboria batschiana</i> (Zopf) Buchwald					9 13 17
<i>Dumontinia tuberosa</i> (Hedw. : Fr.) Kohn					10
Rutstroemiaceae					
<i>Lanzia albida</i> (P. Karsten) S.E. Carpenter					34
<i>Lanzia echinophila</i> (Bull. : Fr.) Korf					95
<i>Lanzia luteovirescens</i> (Roberge) Dumont & Korf					49
<i>Poculum firmum</i> (Pers. : Fr.) Dumont				*	
Hyaloscyphaceae					
« <i>Cistella</i> » <i>incrustedata</i> var. <i>ellipospora</i> Dennis					34
<i>Dasyscyphella nivea</i> (Hedw. : Fr.) Raitviir					91
Lachnaceae					
<i>Lachnum brevipilosum</i> Barral					34
<i>Lachnum pudibundum</i> (Quélet) J. Schröter					70
<i>Lachnum subvirgineum</i> Barral					70
<i>Lachnum virgineum</i> (Batsch : Fr.) P. Karsten					34
Dermataceae					
<i>Calloria urticae</i> (Pers. : Fr.) Seifert					95
<i>Mollisia ligni</i> (Desmazières) P. Karsten					25 34 70 95
<i>Pyrenopeziza revincta</i> (P. Karsten) Gremmen					95
Helotiaceae					
<i>Ascocoryne cylichnium</i> (Tulasne & C. Tulasne) Korf					62
<i>Ascocoryne sarcooides</i> (Jacquin : Fr.) Groves & Wilson					25 48 51 91
<i>Ascotremella faginea</i> (Peck) Seaver				Niv 1 - Cat 3	17 51
<i>Bisporella citrina</i> (Batsch : Fr.) Korf & S.E. Carpenter					7 8 17 28 51
<i>Bisporella sulfurina</i> (Quélet) S.E. Carpenter					7 10-11 23
<i>Crocicreas cyathoideum</i> (Bull. : Fr.) S.E. Carpenter					61-62 95
<i>Crocicreas dolosellum</i> (P. Karsten) S.E. Carpenter					61-62 95

<i>Cudoniella acicularis</i> (Bull. : Fr.) J. Schröter						17 30 91
<i>Hymenoscyphus fructigenus</i> (Bull. : Fr.) S.F. Gray						9 17 69
<i>Hymenoscyphus umbilicatus</i> (Le Gal) Dumont					*	7 9-17 10-11 13 25 40 41 43 44 48 51 69 77 91
<i>Leotia lubrica</i> (Scop.) Pers. : Fr.						62
<i>Ombrophila pura</i> (Pers. : Fr.) Baral						8
Bulgariaceae						
<i>Bulgaria inquinans</i> (Pers. : Fr.) Fr.						44 48 50 62 91
Chlorociboriaceae						
<i>Chlorociboria aeruginascens</i> (Nylander) Ramamurthi, Korf & Batra					*	17 51 53 62
Pezizomycetes						
Pezizales						
Helvellaceae						
<i>Helvella crispa</i> (Scop.) : Fr.					*	9-17 13 25 30 66 95
<i>Helvella elastica</i> Bull. : Fr.					*	
<i>Helvella lacunosa</i> Afzelius : Fr.						17
Pezizaceae						
<i>Adelphella babingtonii</i> (Berk. & Br.) Pfister, Matocec & I. Kusan						43
<i>Peziza arvernensis</i> Boudier				Niv 2 - Cat 4		70
<i>Peziza badia</i> Pers. : Fr.					*	
<i>Peziza limnaea</i> Maas Geesteranus						62
Otideaceae						
<i>Otidea onotica</i> (Pers. : Fr.) Fuckel				Niv 2 - Cat 4		8 13
Aleuriaceae						
<i>Aleuria aurantia</i> (Pers. : Fr.) Fuckel					*	7 51 95
Pyronemataceae						
<i>Scutellinia crucipila</i> (Cooke & W. Phillips) J. Moravec						41

<i>Scutellinia kerguelensis</i> (Berk.) O. Kuntze				Niv 2 - Cat 4		34 70
<i>Scutellinia legaliae</i>				Niv 2 - Cat 4		66
<i>Scutellinia setosa</i> (Nees von Esenbeck : Fr.) O. Kuntze				Niv 2 - Cat 4		34
<i>Scutellinia subhirtella</i> Svrček						34

Basidiomycota						
Pucciniomycotina						
Atractiellomycetes						
Atractiellales						
Phleogenaceae						
<i>Phleogena faginea</i> (Fr. : Fr.) Link	S-lig		HL	Niv 2 - Cat 5		69
Pucciniomycetes						
Pucciniales						
Phragmidiaceae						
<i>Phragmidium violaceum</i> (Schulzer von Muggenburg) G. Winter	P-her		NE			48 62
Agaricomycotina						
Dacrymycetes						
Dacrymycetaceae						
<i>Calocera cornea</i> (Batsch : Fr.) Fr.	S-lig		HL		*	13 17 23 51 53 69 91
<i>Calocera viscosa</i> (Pers. : Fr.) Fr.	S-lig		HL		*	49 51 52 58 62 66
<i>Dacrymyces stillatus</i> Nees von Esenbeck : Fr.	S-hum		HL			51 62 66 70
Tremellomycetes						
Tremellales						
Phaeotremellaceae						
<i>Phaeotremella frondosa</i> (Bull. : Fr.) Spirin & V. Malysheva	Pn-fun		EN			41

Tremellaceae						
<i>Tremella mesenterica</i> Retz. : Fr.	Pn-fun		HL			13 28 41 85
Agaricomycetes						
Agaricomycetidae « incertae sedis »						
Auriculariales						
Incertae sedis						
<i>Myxarium nucleatum</i> Wallroth	S-lig		HL			34
Auriculariaceae						
<i>Auricularia auricula-judae</i> (Bull. : Fr.) Wettstein	S-lig		HL		*	
Exidiaceae						
<i>Exidia glandulosa</i> (Bull. : Fr.) Fr.	S-lig		HL			41 48
Sebacinales						
<i>Sebacina incrustans</i> (Pers. : Fr.) Tulasne & C. Tulasne	EcM		HL		*	17
Cantharellales						
Botryobasidiaceae						
<i>Botryobasidium subcoronatum</i> (von Höhnelt & Litschauer) Donk	S-lig		HL			53
Cantharellaceae						
<i>Craterellus sinuosus</i> (Fr. : Fr.) Fr.	EcM		LC			8
<i>Craterellus tubaeformis</i> (Bull. : Fr.) Quélet	EcM		HL			58 62
Hydnaceae						
<i>Hydnum repandum</i> L. : Fr.	EcM		HL			51 55 61
Clavulinaceae						
<i>Clavulina cinerea</i> (Bull. : Fr.) J. Schröter	EcM		HL			23 41
<i>Clavulina coralloides</i> (L. : Fr.) J. Schröter	EcM		HL		*	7 8 13 17 23 28 43 49-52 66 85
<i>Clavulina rugosa</i> (Bull. : Fr.) J. Schröter	EcM		HL			43 51
Gloeophyllales						
Gloeophyllaceae						

<i>Gloeophyllum sepiarium</i> (Wulfen : Fr.) P. Karsten	Pn-lig	S-lig	HL		66
Hymenochaetales					
Incertae sedis					
<i>Resinicium bicolor</i> (Alb. & Schw. : Fr.) Parmasto	S-lig		HL		51
Hymenochaetaceae					
<i>Hymenochaete corrugata</i> (Fr. : Fr.) L�veill�	S-lig		HL	Niv 2 - Cat 5	43
<i>Hymenochaete tabacina</i> (Sow. : Fr.) L�veill�	S-lig		HL		28 48 69
Phellinaceae					
<i>Fuscoporia ferruginosa</i> (Schrad. : Fr.) Murrill	Pn-lig	S-lig	HL	Niv 2 - Cat 5	7 17
<i>Pseudoinonotus dryadeus</i> (Pers. : Fr.) T. Wagner & M. Fischer	Pn-lig	S-lig	LC	Niv 2 - Cat 5	8
Rickenellaceae					
<i>Peniophorella praetermissa</i> (P. Karsten) K.-H. Larsson	S-lig		HL		53
<i>Peniophorella pubera</i> (Fr. : Fr.) P. Karsten	S-lig		HL		53
<i>Rickenella fibula</i> (Bull. : Fr.) Raithelhuber	Mousse		HL		* 8 17 25 41 49 51 58 62 66
<i>Rickenella swartzii</i> (Fr. : Fr.) Kuyper	Mousse		HL		52 95
Hyphodontiaceae					
<i>Hyphodontia alutaria</i> (Burt) J. Eriksson	S-lig		HL		51
<i>Hyphodontia pallidula</i> (Bresadola) J. Eriksson	S-lig		HL		51
Schizoporaceae					
<i>Schizopora paradoxa</i> (Schrad : Fr.) Donk	S-lig		HL		* 8 13 17 23 25 41 52 62 69 70 91
<i>Schizopora radula</i> (Pers. : Fr) Hallenberg	S-lig		HL		17 34 48 51 53 69 91 95
Polyporales					
Incertae sedis					
<i>Phlebiella vaga</i> (Fr. : Fr.) Karsten	S-lig		HL		49
<i>Skeletocutis nivea</i> (Junghuhn) Keller	S-hum		HL		8 23 25 43
Irpicaceae					
<i>Byssomerulius corium</i> (Pers. : Fr.) Parmasto	S-lig		HL		7 17 23 28 41 48 85
Hyphodermataceae					

<i>Lyomyces sambuci</i> (Pers.) P. Karsten	S-lig	S-her	HL			34
Phanerochaetaceae						
<i>Phanerochaete sordida</i> (P. Karsten) J. Eriksson & Ryvarden	S-lig		HL			43
Meruliaceae						
<i>Bulbillomyces farinosus</i> (Bresadola) Jülich	S-lig		HL			25
<i>Cerocorticium molare</i> (Chaillet : Fr.) Jülich & Stalpers	S-lig		HL			8
<i>Phlebia merismoides</i> (Fr. : Fr.) Fr.	S-lig		HL			17 23 51 53 62 91
<i>Phlebia subochracea</i> (Bresadola) J. Eriksson & Ryvarden	S-lig		LC	Niv 2 - Cat 5		70
<i>Phlebia tremellosa</i> (Schrad. : Fr.) K.K. Nakasone & H.H. Burdsall	S-lig		HL			9-17 25 48 70 91
<i>Scopuloides rimosa</i> (Cooke) Jülich	S-lig		HL			53
Bjerkanderaceae						
<i>Bjerkandera adusta</i> (Willdenow : Fr.) P. Karsten	S-lig		HL		*	13 17 23 25 41 48 51 66 69 70 77 91 95
<i>Bjerkandera fumosa</i> (Pers. : Fr.) P. Karsten	S-lig		HL	Niv 2 - Cat 4		25
Coriolaceae						
<i>Trametes betulina</i> (L. : Fr.) Pilát	S-lig		HL			25 52
<i>Trametes gibbosa</i> (Pers. : Fr.) Fr.	S-lig		HL		*	23
<i>Trametes hirsuta</i> (Wulfen : Fr.) Pilát	S-lig		HL			70 77
<i>Trametes ochracea</i> (Pers.) Gilbertson & Ryvarden	S-lig		HL		*	17 66 69
<i>Trametes pubescens</i> (Schum. : Fr.) Pilát	S-lig		HL	Niv 2 - Cat 5	*	
<i>Trametes versicolor</i> (L. : Fr.) Lloyd	S-lig		HL		*	7 8 13 17 23 25 28 30 41 44 48 49 51 55 62 69 70 77 85 91 95
Fomitaceae						
<i>Fomes fomentarius</i> (L. : Fr.) Fr.	Pn-lig		HL			17 48 51 53 62 67 70 91 95
<i>Daedalopsis confragosa</i> (Bolt. : Fr.) J. Schröter	S-lig		HL		*	25 40 44 47 53 62 70 95
<i>Daedalopsis tricolor</i> (Bull. : Fr.) Bondartsev & Singer	S-lig		HL			9-17 13 43 62 85
<i>Trametella gallica</i> (Fr. : Fr.) Teixeira	S-lig		HL			70
Fomitopsidaceae						
<i>Fomitopsis betulina</i> (Bull. : Fr.) B.K. Cui, M.L. Han & Y.C. Dai	Pn-lig	S-lig	HL		*	23 44 48 52 53 62 66 70 91

<i>Fomitopsis pinicola</i> (Swartz. : Fr.) P. Karsten	Pn-lig	S-lig	HL			17 44 51 52 53 62 70
<i>Postia caesia</i> (Schrad. : Fr.) P. Karsten	S-lig		HL		*	51 62 66
<i>Postia ptychogaster</i> (F. Ludwig) Vesterholt	S-lig		LC			41 58 62
<i>Postia stiptica</i> (Pers. : Fr.) Jülich	S-lig		HL		*	17 49 51 58 61 62
<i>Postia subcaesia</i> (A. David) Jülich	S-lig		HL		*	
<i>Postia tephroleuca</i> (Fr. : Fr.) Jülich	S-lig		HL		*	17 41 48 53 62 69
Ganodermataceae						
<i>Ganoderma lipsiense</i> (Batsch) G.F. Atkinson	Pn-lig	S-lig	HL		*	23 43 48-52 62 69 70 91 95
Grifolaceae						
<i>Grifola frondosa</i> (Dicks : Fr.) S.F. Gray	Pn-lig	S-lig	LC	Niv 2 - Cat 5		70
Ischnodermataceae						
<i>Ischnoderma benzoinum</i> (Wahlenberg : Fr.) P. Karsten	Pn-lig	S-lig	HL			49
Meripilaceae						
<i>Meripilus giganteus</i> (Pers. : Fr.) P. Karsten	Pn-lig	S-lig	HL		*	13 17 40 44 47 91
<i>Physisporinus sanguinolentus</i> (Alb. & Schw. : Fr.) Pilát	S-lig		HL			8 17 62
<i>Physisporinus vitraeus</i> (Pers. : Fr.) P. Karsten	S-lig		HL			91
Podoscyphaceae						
<i>Abortiporus biennis</i> (Bull. : Fr.) Singer	S-lig		LC			85
Polyporaceae						
<i>Cerioporus leptcephalus</i> (Jacq. : Fr.) Zmitrovitch & Kovalenko	S-lig		HL		*	17 70
<i>Cerioporus squamosus</i> (Huds. : Fr.) Quélet	Pn-lig		HL			8 41 70
<i>Datronia mollis</i> (Sommerfelt : Fr.) Donk	S-lig		HL			53 91
<i>Picipes badius</i> (Pers.) Zmitrovich & Kovalenko	S-lig		HL		*	7 17 44
<i>Polyporellus brumalis</i> (Pers. : Fr.) P. Karsten	S-lig		HL		*	51 62
<i>Polyporellus ciliatus</i> (Fr. : Fr.) P. Karsten	S-lig		HL			13 51
<i>Polyporus lentus</i> Berk.	S-lig		HL			41 44
<i>Trichaptum abietinum</i> (Dicks. : Fr.) Ryvarden	S-lig		HL			66
Steccherinaceae						

<i>Steccherinum bourdotii</i> Saliba & A. David	S-lig		EN	Niv 2 - Cat 4		44
<i>Steccherinum ochraceum</i> (Pers. : Fr.) S.F. Gray	S-lig		HL			8 40 91
Thelephorales						
Thelephoraceae						
<i>Thelephora anthocephala</i> (Bull. : Fr.) Fr.	EcM		LC	Niv 2 - Cat 4		17 23
<i>Thelephora penicillata</i> (Pers. : Fr.) Fr.	EcM		LC	Niv 2 - Cat 5	*	17 48
<i>Tomentella ellisii</i> (Saccardo) Jülich & Stäpplers	EcM		HL			62
Trechisporales						
<i>Trechispora stevensonii</i> (Berk. & Br.) K.-H. Larsson	S-lig		HL			68
Russulales						
Stereaceae						
<i>Stereum gausapatum</i> (Fr. : Fr.) Fr.	S-lig		LC			13 48
<i>Stereum hirsutum</i> (Willdenow : Fr.) S.F. Gray	S-lig		HL		*	8 13 17 23 25 40 41 48 51 53 62 66 69 70 77 85 91 95
<i>Stereum ochraceoflavum</i> (Schw.) J.B. Ellis	S-lig		HL			17 53 62 77
<i>Stereum sanguinolentum</i> (Alb. & Schw. : Fr.) Fr.	S-lig		HL			40
Peniophoraceae						
<i>Peniophora cinerea</i> (Pers. : Fr.) Cooke	S-lig		HL		*	
<i>Peniophora lycii</i> (Pers.) von Höhnelt & Litschauer	S-lig		HL			95
<i>Peniophora quercina</i> (Pers. : Fr.) Cooke	S-lig		HL			48
<i>Scytinostroma hemidichophyticum</i> Pouzar	S-lig		NT	Niv 1 - Cat 2		7
Bondarzewiaceae						
<i>Heterobasidion annosum</i> (Fr. : Fr.) Brefeld	Pn-lig		HL		*	51
Auriscalpiaceae						
<i>Artomyces pyxidatus</i> (Pers. : Fr.) Jülich	S-lig		Expansion ?	Niv 2 - Cat 4	*	53 95
Hericiaceae						
<i>Laxitextum bicolor</i> (Pers. : Fr.) Lentz	S-lig		LC			41 62
Russulaceae						

<i>Lactarius azonites</i> (Bull. : Fr.) Fr.	EcM		NT			17
<i>Lactarius blennius</i> (Fr. : Fr.) Fr.	EcM		HL		*	8 41 48 91
<i>Lactarius blennius f. virescens</i> J.E. Lange	EcM		HL		*	
<i>Lactarius camphoratus</i> (Bull. : Fr.) Fr.	EcM		HL	Niv 2 - Cat 4	*	
<i>Lactarius circellatus</i> Fr.	EcM		HL			17 41 47
<i>Lactarius cremor</i> Fr.	EcM		LC	Niv 2 - Cat 4		62
<i>Lactarius deterrimus</i> Gröger	EcM		HL		*	
<i>Lactarius flexuosus</i> (Pers. : Fr.) S.F. Gray	EcM		LC	Niv 2 - Cat 4	*	
<i>Lactarius fluens</i> Boudier	EcM		HL	Niv 2 - Cat 5		7 95
<i>Lactarius fuliginosus</i> (Fr. : Fr.) Fr.	EcM		LC	Niv 2 - Cat 4		23
<i>Lactarius glyciosmus</i> (Fr. : Fr.) Fr.	EcM		HL		*	
<i>Lactarius lacunarum</i> Hora	EcM		HL	Niv 2 - Cat 5		58
<i>Lactarius lilacinus</i> (Lasch : Fr.) Fr.	EcM		NT	Niv 1 - Cat 3		69
<i>Lactarius necator</i> (Bull. : Fr.) Pers.	EcM		HL		*	62 66 69 70
<i>Lactarius necator f. ochroleuroides</i> M. Bon & van Haluwyn (ad int.)	EcM		DD			17
<i>Lactarius obscuratus</i> (Lasch : Fr.) Fr.	EcM		HL			69
<i>Lactarius omphaliformis</i> Romagnesi	EcM		NT	Niv 2 - Cat 4		62
<i>Lactarius pyrogalus</i> (Bull. : Fr.) Fr.	EcM		HL			41 91
<i>Lactarius quietus</i> (Fr. : Fr.) Fr.	EcM		HL		*	8 17 25 41 43 69 70 95
<i>Lactarius ruginosus</i> Romagnesi	EcM		LC			17 40-47
<i>Lactarius seriflluus</i> (de Candolle : Fr.) Fr.	EcM		HL	Niv 1 - Cat 3		41
<i>Lactarius subdulcis</i> (Pers. : Fr.) S.F. Gray	EcM		HL			7 8 13 17 23 41 48 91 95
<i>Lactarius subruginosus</i> M. Bon	EcM		VU	Niv 1 - Cat 2		23
<i>Lactarius tabidus</i> Fr.	EcM		HL		*	17 41 49 51 53 62 66 69 70
<i>Lactarius torminosus</i> (J.C. Sch. : Fr.) Pers.	EcM		HL			41
<i>Lactarius trivialis</i> (Fr. : Fr.) Fr.	EcM		LC	Niv 1 - Cat 2		62
<i>Lactarius uvidus</i> (Fr. : Fr.) Fr.	EcM		LC	Niv 1 - Cat 3		17
<i>Russula acrifolia</i> Romagnesi	EcM		HL	Niv 2 - Cat 4		62

<i>Russula adalbertii</i> Reumaux, P. Moënne-Loccoz & Bidaud	EcM		DD			13
<i>Russula aeruginea</i> Lindblad	EcM		HL		*	17 95
<i>Russula albonigra</i> f. <i>pseudonigricans</i> Romagnesi	EcM		DD	Niv 2 - Cat 4		17
<i>Russula amoenolens</i> Romagnesi	EcM		DD			7 8 13 17 44
<i>Russula anatina</i> Romagnesi	EcM		LC			28 47
<i>Russula atroglaucula</i> Einhellinger	EcM		LC			95
<i>Russula aurea</i> Pers.	EcM		LC	Niv 2 - Cat 4		95
<i>Russula aurora</i> Krombholz	EcM		HL			8 43 62 70
<i>Russula betularum</i> Hora	EcM		HL		*	62 66
<i>Russula bresadolae</i> Schulzer	EcM		HL		*	7 13 17 30 40 41 44 47 53 70 91 95
<i>Russula brunneoviolacea</i> Crawshay	EcM		HL	Niv 2 - Cat 5	*	17 70
<i>Russula carpini</i> Girard & Heinemann	EcM		LC	Niv 1 - Cat 3		7
<i>Russula chloroides</i> (Krombholz) Bresadola	EcM		HL			13
<i>Russula cyanoxantha</i> (J.C. Sch.) Fr.	EcM		HL		*	8 13 17 43 44 47 53 58 62 70 91
<i>Russula cyanoxantha</i> f. <i>peltereaui</i> Singer	EcM		HL		*	13 17 44 62
<i>Russula densifolia</i> Gillet	EcM		HL			8 49 53 62 91
<i>Russula duportii</i> W. Phillips	EcM		DD	Niv 2 - Cat 4		95
<i>Russula farinipes</i> Romell	EcM		LC	Niv 2 - Cat 4		17
<i>Russula fellea</i> (Fr. : Fr.) Fr.	EcM		HL		*	
<i>Russula fragilis</i> (Pers. : Fr.) Fr.	EcM		HL			91
<i>Russula fragrans</i> Romagnesi	EcM		LC	Niv 1 - Cat 2		53
<i>Russula grisea</i> Fr.	EcM		HL			8 13 17 23 41 70 95
<i>Russula heterophylla</i> (Fr. : Fr.) Fr.	EcM		HL	Niv 2 - Cat 5	*	13 17
<i>Russula ionochlora</i> Romagnesi	EcM		HL		*	7 13 17 41 47 95
<i>Russula langei</i> M. Bon	EcM		HL			44 70
<i>Russula lepida</i> var. <i>speciosa</i> Zvara	EcM		HL			17 53
<i>Russula leprosa</i> (Bresadola) Crawshey	EcM		VU	Niv 1 - Cat 2	*	
<i>Russula luteotacta</i> Rea	EcM		LC	Niv 2 - Cat 5		17
<i>Russula melitodes</i> Romagnesi	EcM		LC	Niv 1 - Cat 3		95

<i>Russula nigricans</i> Fr.	EcM		HL		*	8 13 17 28 44 49 62 70 91
<i>Russula ochroleuca</i> Pers.	EcM		HL		*	41 43 51 55 58 62 66 69 70 91
<i>Russula olivacea</i> (J.C. Sch. : Fr.) Fr.	EcM		LC	Niv 1 - Cat 3		17
<i>Russula parazurea</i> J. Schäffer	EcM		HL		*	17 25 28 41 69 91
<i>Russula pseudointegra</i> Arnoult & Goris	EcM		LC	Niv 2 - Cat 5		13 17 47 95
<i>Russula puellaris</i> Fr.	EcM		HL	Niv 2 - Cat 5	*	58 69
<i>Russula queletii</i> Fr.	EcM		HL	Niv 2 - Cat 4	*	58
<i>Russula recondita</i> Melera & Ostellari	EcM		HL			13 17
<i>Russula romellii</i> R. Maire	EcM		LC	Niv 2 - Cat 4	*	
<i>Russula rosea</i> Pers.	EcM		HL		*	8 17 47 62 70 91
<i>Russula silvestris</i> (Singer) Reumaux	EcM		HL			17
<i>Russula solaris</i> Ferdinansen & Winge	EcM		LC	Niv 2 - Cat 4	*	
<i>Russula sororia</i> (Fr.) Romell	EcM		LC	Niv 1 - Cat 3		13 17
<i>Russula subterfucata</i> Romagnesi	EcM		LC	Niv 1 - Cat 3		41
<i>Russula tinctipes</i> Blum	EcM		NT			13
<i>Russula turci</i> Bresadola	EcM		HL	Niv 2 - Cat 5		52
<i>Russula velenovskyi</i> Melzer & Zvara	EcM		HL			17
<i>Russula vesca</i> Fr.	EcM		HL		*	13 17 43-44 62 91
<i>Russula vesca f. avellanea</i> Melzer & Zvara	EcM		HL			41
<i>Russula violeipes</i> Quélet	EcM		LC	Niv 2 - Cat 5	*	13 17 28 40 62 70
<i>Russula violeipes f. citrina</i> (Quélet) Romagnesi	EcM		LC	Niv 2 - Cat 5	*	7 8 13 17 38 40 41 47 62 70 95
<i>Russula virescens</i> (J.C. Sch.) Fr.	EcM		LC	Niv 2 - Cat 4		13 44 70
<i>Russula viscida</i> Kudrna	EcM		HL	Niv 1 - Cat 3	*	17
Agaricomycetidae « vrais »						
Amylocorticiales						
Amylocorticiaceae						
<i>Plicaturopsis crispa</i> (Pers. : Fr.) D.A. Reid	S-lig		HL	Niv 2 - Cat 5		8 17 23 25 41 48 51 58 62 85
Tricholomatales (ss. trad.)						

Pleurotaceae (I.S.)						
<i>Pleurotus ostreatus</i> (Jacquin : Fr.) Kummer	S-lig		HL		*	17 25 91 95
<i>Pleurotus pulmonarius</i> (Fr. : Fr.) Quélet	S-lig		HL		*	
Typhulaceae (I.S.)						
<i>Typhula setipes</i> (Greville) Berthier	S-fol		HL			85
Hygrophorales						
Incertae sedis						
<i>Ampulloclitocybe clavipes</i> (Pers. : Fr.) Redhead, Lutzoni, Moncalvo & Vilgalys	S-hum		HL		*	49 51 70
Hygrophoraceae						
<i>Hygrophorus discoxanthus</i> (Fr.) Rea	EcM		HL			47
<i>Hygrophorus pustulatus</i> (Fr. : Fr.) Fr.	EcM		DD	Niv 1 - Cat 0		49
Tricholomatales (vraies)						
Tricholomataceae						
Clitocyboideae						
<i>Clitocybe dealbata</i> var. <i>minor</i> (Cooke) M. Bon	S-hum		DD			17 69
<i>Clitocybe decembris</i> Singer	S-hum		HL		*	7 41 48 77
<i>Clitocybe diatreta</i> (Fr. : Fr.) Kummer	S-hum		HL			41
<i>Clitocybe ditopa</i> (Fr. : Fr.) Gillet	S-hum		HL		*	
<i>Clitocybe fragrans</i> (With. : Fr.) Kummer	S-hum		HL			51 52 62
<i>Clitocybe fuligineipes</i> Métrod	S-hum		DD		*	
<i>Clitocybe metachroa</i> (Fr. : Fr.) Kummer	S-hum		HL			49 51 52 58 66
<i>Clitocybe obsoleta</i> (Batsch : Fr.) Quélet	S-hum		HL			52 66
<i>Clitocybe odora</i> (Bull. : Fr.) Kummer	S-hum		HL		*	8 13 17 28 53 77
<i>Clitocybe odora</i> var. <i>alba</i> J.E. Lange	S-hum		HL			69
<i>Clitocybe phyllophila</i> (Pers. : Fr.) Kummer	S-hum		HL			7 70
<i>Clitocybe suaveolens</i> (Schum. : Fr.) Kummer	S-hum		DD			17
<i>Clitocybe umbilicata</i> Kummer	S-hum		HL		*	
<i>Clitocybe vibecina</i> var. <i>floccipes</i> Métrod	S-hum		HL			58

<i>Infundibulicybe costata</i> (Kühner & Romagnesi) Harmaja	S-hum		HL			7
<i>Infundibulicybe geotropa</i> (Bull. : Fr.) Harmaja	S-hum		HL			17 77 95
<i>Infundibulicybe gibba</i> (Pers. : Fr.) Harmaja	S-hum		HL		*	17 28 41 43 47 53 70 91
<i>Lepista glaucocana</i> (Bresadola) Singer	S-hum		LC			52
<i>Lepista nebularis</i> (Batsch : Fr.) Harmaja	S-hum		HL		*	13 17 25 41 48 49 51 66 77
<i>Lepista nuda</i> (Bull. : Fr.) Cooke	S-hum		HL		*	7 41 51 52 62
<i>Lepista sordida</i> (Schum. : Fr.) Singer	S-hum		HL		*	23 66
<i>Lepista sordida</i> var. <i>aianthina</i> (M. Bon) M. Bon	S-hum		HL		*	
<i>Microcollybia cirhata</i> (Pers.) Métrod	Pn-fun		HL			41 51 77 91
<i>Microcollybia cookei</i> (Bresadola) Lennox	Pn-fun		HL			41 49 66 91
<i>Paralepista flaccida</i> (Sow. : Fr.) Vizzini	S-hum		HL		*	7 13 17 41 77
<i>Paralepista inversa</i> (Scop. : Fr.) Raitelhuber	S-hum		HL		*	49 66
<i>Singerocybe phaeoptalma</i> (Pers. : Fr.) Harmaja	S-hum		HL			17 43
<i>Leucocybe candicans</i> (Pers. : Fr.) Vizzini, P. Alvarado, G. Moreno & Consiglio	S-hum		HL			25
Tricholomatoideae						
<i>Tricholoma album</i> (J.C. Sch. : Fr.) Kummer	EcM		HL			10 11
<i>Tricholoma argyraceum</i> (Bull.) Gillet	EcM		HL	Niv 2 - Cat 5	*	
<i>Tricholoma fulvum</i> (Retz. : Fr.) Costentin & Dufour	EcM		HL			53 62 69
<i>Tricholoma lascivum</i> (Fr. : Fr.) Gillet	EcM		LC			17
<i>Tricholoma saponaceum</i> (Fr. : Fr.) Kummer	EcM		HL	Niv 2 - Cat 5		17
<i>Tricholoma sculpturatum</i> (Fr.) Quélet	EcM		HL	Niv 2 - Cat 5	*	13 42
<i>Tricholoma sulphureum</i> (Bull. : Fr.) Kummer	EcM		HL	Niv 2 - Cat 5		17-23 48
<i>Tricholoma ustale</i> (Fr. : Fr.) Kummer	EcM		HL	Niv 2 - Cat 5		17
<i>Tricholomopsis rutilans</i> (J.C. Sch. : Fr.) Singer	S-lig		HL			62
<i>Ripartites metrodii</i> Huijman	S-hum		HL	Niv 2 - Cat 5		17-23 49 52
<i>Ripartites serotinus</i> Einhellinger	S-hum	S-pyr	NT			41 51
<i>Ripartites tricholoma</i> (Alb. & Schw. : Fr.) P. Karsten	S-hum		HL			7 8 48
Leucopaxilloideae						

<i>Pseudoclitocybe cyathiformis</i> (Bull. : Fr.) Singer	S-hum		HL	Niv 2 - Cat 5		41 51 77
Lyophyllaceae						
Lyophylleae						
<i>Myochromella boudieri</i> (Kühner & Romagnesi) V. Hofstetter, Cléménçon, Moncalvo & Redhead	S-hum		LC			17
<i>Tephrocybe rancida</i> (Fr. : Fr.) Donk	S-hum		HL			95
Nyctalideae						
<i>Asterophora lycoperdoides</i> (Bull. : Fr.) Ditmar	P-fun		HL			62
<i>Asterophora parasitica</i> (Bull. : Fr.) Singer	P-fun		HL	Niv 2 - Cat 5	*	
Mycenaceae						
Panellaeae						
<i>Panellus stipticus</i> (Bull. : Fr.) P. Karsten	S-lig		HL			7 48 51 77 91
Myceneae						
<i>Baeospora myosura</i> (Fr. : Fr.) Singer	S-lig		HL			66
<i>Mycena acicula</i> (J.C. Sch.) Kummer	S		HL			7 17 28 30 41 43 52 58 95
<i>Mycena adonis</i> var. <i>coccinea</i> (Quélet) Kühner	S-hum		NT	Niv 1 - Cat 3		17 41
<i>Mycena amicta</i> (Fr. : Fr.) Quélet	S-hum		HL	Niv 1 - Cat 3		58 66
<i>Mycena arcangeliana</i> Bresadola	S		HL			7 41 95
<i>Mycena cinerella</i> (P. Kartsen) P. Karsten	S-hum		LC	Niv 1 - Cat 3		62
<i>Mycena clavicularis</i> (Fr. : Fr.) Gillet	S-hum		HL			58 62
<i>Mycena crocata</i> (Schrad. : Fr.) Kummer	S-hum		HL	Niv 2 - Cat 4		7 8 17 30 41
<i>Mycena diosma</i> Kriegelsteiner & Schwöbel	S-hum		LC	Niv 2 - Cat 4	*	48
<i>Mycena epipterygia</i> (Scop. : Fr.) S.F. Gray	S		HL			49 51 62 66
<i>Mycena filopes</i> (Bull. : Fr.) Kummer	S-hum		HL		*	13 9-17 23 41 43 49 51 53 62 95
<i>Mycena flavescens</i> Velenovsky	S-hum		HL	Niv 1 - Cat 3		13 41 52 58
<i>Mycena galericulata</i> (Scop. : Fr.) S.F. Gray	S-lig		HL		*	7 13 17 25 40 41 48 51 53 55 58 62 66 69 77 91 95
<i>Mycena galopus</i> (Pers. : Fr.) Kummer	S		HL			13 17 23 41 43 55 66 95
<i>Mycena haematopus</i> (Pers. : Fr.) Kummer	S-lig		HL			7 17 28 41 49 91 95

<i>Mycena inclinata</i> (Fr.) Quélet	S-lig		HL			51 62
<i>Mycena leptcephala</i> (Pers. : Fr.) Gillet	S-hum		HL			30 51 62 66
<i>Mycena maculata</i> P. Karsten	S-lig		HL		*	58 66
<i>Mycena metata</i> (Fr. : Fr.) Kummer	S-hum		HL			7 41 51 52 58 62 66
<i>Mycena olida</i> Bresadola	S-lig		LC	Niv 1 - Cat 3		9-17 23 41 52 77 91 95
<i>Mycena pearsoniana</i> Singer	S-hum		LC	Niv 2 - Cat 4		17 49
<i>Mycena pelianthina</i> (Fr. : Fr.) Quélet	S-hum		HL	Niv 2 - Cat 5	*	7 8 17 25 28 30 40 41 47 91 95
<i>Mycena polyadelpha</i> (Lasch) Kühner	S-fol		LC			48
<i>Mycena polygramma</i> (Bull. : Fr.) S.F. Gray	S-lig	S-hum	HL			7 8 40 41 42 43 48 52 62 69 77 91
<i>Mycena polygramma f. candida</i> J.E. Lange	S-lig	S-hum	HL			30
<i>Mycena pseudocorticola</i> Kühner	S-lig		HL	Niv 2 - Cat 4		17 23 41 48 95
<i>Mycena pura</i> (Pers. : Fr.) Kummer	S-hum		HL		*	7 8 13 17 41 62 69 70
<i>Mycena pura f. alba</i> (Gillet) Kühner	S-hum		DD			7
<i>Mycena pura f. purpurea</i> (Gillet) Maas Geesteranus	S-hum		DD			7 13
<i>Mycena rhenana</i> Maas Geesteranus & Winterhoff	S-lig		LC			41
<i>Mycena rosea</i> (Bull.) Gramberg	S-hum		HL		*	7 8 13 17 25 41 43 51 52 69 70 91 95
<i>Mycena rubromarginata</i> (Fr. : Fr.) Kummer	S-lig		LC			52 66
<i>Mycena sanguinolenta</i> (Alb. & Schw. : Fr.) Kummer	S		HL			58 66 91
<i>Mycena stipata</i> Maas Geesteranus & Schwöbel	S-lig		HL	Niv 2 - Cat 5		49 62
<i>Mycena stylobates</i> (Pers. : Fr.) Kummer	S-fol	S-hum	HL			17 55 58
<i>Mycena tenerrima</i> (Berk. →) Quélet	S		HL			30
<i>Mycena vitilis</i> (Fr.) Quélet	S-lig		HL		*	7 9 13 17 23 25 40 41 43 47 49 51 52 55 58 62 69 70 77 91 95
<i>Roridomyces roridus</i> (Scop. : Fr.) Rexer	S-hum	S-her	HL			17
Schizophyllales						
Cyphellaceae						
<i>Chondrostereum purpureum</i> (Pers. : Fr.) Pouzar	Pn-lig		HL			9-17 41 44 91
Schizophyllaceae						
<i>Fistulina hepatica</i> (J.C. Sch. : Fr.) Withering	Pn-lig	S-lig	HL	Niv 2 - Cat 5	*	70

<i>Flagelloscypha minutissima</i> (Burt) Donk	S		HL			53 95
<i>Schizophyllum commune</i> Fr. : Fr.	S-lig		HL		*	8 25 51 69 91
Marasmiaceae						
<i>Marasmius bulliardii</i> Quélet	S-fol		HL			8 13 17 28 34 40-47 41 70 85 91 95
<i>Marasmius cohaerens</i> (Pers. : Fr.) Cooke & Quélet	S-hum		HL		*	9-17 13
<i>Marasmius epiphyllus</i> (Pers. : Fr.) Fr.	S-fol		HL			17
<i>Marasmius oreades</i> (Bolt. : Fr.) Fr.	S-hum		HL			17-23
<i>Marasmius rotula</i> (Scop. : Fr.) Fr.	S-lig	S-fol	HL			13 17 40 47 85 91
<i>Marasmius torquescens</i> Quélet	S-hum		LC			40-47
Omphalotaceae						
<i>Marasmiellus foetidus</i> (Sow. : Fr.) Antonin, Halling & Noordeloos	S-lig		HL	Niv 2 - Cat 4		51
<i>Marasmiellus perforans</i> (Hoffm. : Fr.) Antonín, Halling & Noordeloos	S-hum		HL			58 61 62 66
<i>Marasmiellus ramealis</i> (Bull. : Fr.) Singer	S-lig	S-hum	HL		*	7 17 25 41 48 51 52 53 62 66 85 95
<i>Marasmiellus vaillantii</i> (Pers. : Fr.) Singer	S-fol	S-hum	LC	Niv 2 - Cat 4		40-47 66
<i>Mycetinis alliaceus</i> (Jacq. : Fr.) Earle	S-lig		LC			7 13 17 51
<i>Collybia aquosa</i> (Bull. : Fr.) Kummer	S-hum	Mousse	Expansion ?			7 8 13 17 23 30 40 47 41 43 44 62 70 91 95
<i>Collybia confluens</i> (Pers. : Fr.) Kummer	S-hum		HL		*	7 8 13 17 28 30 40 41 43 47 51 52 62 66 69 70 77 85 91
<i>Collybia dryophila</i> (Bull. : Fr.) Kummer	S-hum		HL		*	17
<i>Collybia fagiphila</i> Velenovsky	S-hum		NT			70
<i>Collybia ocior</i> (Pers.) Vilgalys & O.K. Miller	S-hum		HL			7
<i>Collybia peronata</i> (Bolt. : Fr.) Kummer	S-hum		HL		*	13 17 28 40 41 47 48 51 52 58 62 66 70 70 95
<i>Rhodocollybia butyracea</i> (Bull. : Fr.) Lennox	S-hum		HL		*	13 17 48 49 51 52 55 58
<i>Rhodocollybia butyracea f. asema</i> (Fr.: Fr.) Antonin, Halling & Noordeloos	S-hum		HL		*	7 8 13 17 25 41 48 51 52 58 61 62 66 69 77 95
<i>Rhodocollybia fusipes</i> (Bull. : Fr.) Romagnesi	Pn-lig	S-lig	HL		*	62
<i>Rhodocollybia maculata</i> (Alb. & Schw. : Fr.) Singer	S-hum		HL		*	58

<i>Omphalotus illudens</i> (Schw. : Fr.) Saccardo	S-lig		DD	Niv 1 - Cat 2		62
« Hydropoid-clade »						
<i>Megacollybia platyphylla</i> (Pers. : Fr.) Kotlaba & Pouzar	S-lig	S-hum	HL		*	7 13 17 25 28 40 41 44 51 61-62 66 70 77 91
<i>Hydropus subalpinus</i> (von Höhnelt) Singer	S-lig	S-hum	LC			8
Physalacriaceae						
<i>Armillaria cepistipes</i> Velenovsky	S-lig		HL			7 9-17 25 41 48 49 52 55 66 69 95
<i>Armillaria cepistipes</i> f. <i>pseudobulbosa</i> Romagnesi & Marxmüller	S-lig		NE			13 25
<i>Armillaria gallica</i> Marxmüller & Romagnesi	S-lig	Pn-lig	HL			9-17 21 41 49-52 69 91
<i>Armillaria mellea</i> (Vahl : Fr.) Kummer	S-lig	Pn-lig	HL		*	9-17 13 41 43 66 91
<i>Armillaria ostoyae</i> (Romagnesi) Herink	S-lig	Pn-lig	HL		*	25 49 58 61 62 66
<i>Hymenopellis radicata</i> (Rehlan : Fr.) R.H. Petersen	S-hum		HL		*	8 9-17 23 40 41 47 48 70
<i>Hymenopellis radicata</i> f. <i>marginata</i> (Konrad & Maublanc) R.H. Petersen	S-hum		HL		*	
<i>Mucidula mucida</i> (Schrad. : Fr.) Patouillard	Pn-lig	S-lig	HL		*	91
<i>Flammulina velutipes</i> (Curt. : Fr.) P. Karsten	S-lig		HL			91
<i>Cylindrobasidium laeve</i> (Pers. : Fr.) Chamuris	S-lig		HL			9-17 51 53 95
<i>Strobilurus esculentus</i> (Wulfen : Fr.) Singer	S-str		HL		*	49 51 52 58 61 62 66
<i>Strobilurus griseus</i> (Métrod) P.-A. Moreau & Courtecuisse	S-str		HL			49
<i>Strobilurus tenacellus</i> (Pers. : Fr.) Singer	S-str		HL			66
Hydnangiales						
Hydnangiaceae						
<i>Laccaria affinis</i> (Singer) M. Bon	EcM		HL		*	7 8 9 13 17 25 28 30 41 43 47 48 62 70 77 85 91 95
<i>Laccaria affinis</i> var. <i>anglica</i> (Singer) M. Bon	EcM		HL			62 66
<i>Laccaria amethystina</i> (Hudson → Kummer) Cooke	EcM		HL		*	7 8 9 13 17 23 25 28 30 41 43 48 52 55 62 66 69 77 85 91 95
<i>Laccaria bicolor</i> (R. Maire) P.D. Orton	EcM		HL			62
<i>Laccaria laccata</i> (Scop. : Fr.) Cooke	EcM		HL		*	77

<i>Laccaria macrocystidiata</i> (Migliozi & Lavorato) Pázmány	EcM		DD			23 41 62
<i>Laccaria proxima</i> (Boudier) Patouillard	EcM		HL		*	
<i>Laccaria tetraspora</i> Singer	EcM		DD			17
<i>Laccaria tetraspora</i> var. <i>major</i> Singer	EcM		DD			52
<i>Laccaria tetraspora</i> var. <i>scotica</i> Singer	EcM		DD			30-38 62
<i>Laccaria tortilis</i> (Bolt. : Fr.) Cooke	EcM		HL	Niv 2 - Cat 4		43
Agaricales						
Phorothelaceae						
<i>Phloeomana alba</i> (Bresadola) Redhead	S-lig		LC	Niv 2 - Cat 5		17 41
<i>Phloeomana speirea</i> (Fr. : Fr.) Redhead	S-lig	S-hum	HL			23 25 41 53 62 66
Squamantitaceae						
<i>Cystoderma amianthinum</i> (Scop.) Fayod	Mousse		HL			58
"Lepiotaceae"						
Lepiotoideae						
<i>Lepiota castanea</i> Quélet	S-hum		HL			7 13 17-23
<i>Lepiota cristata</i> (Bolt. : Fr.) Kummer	S-hum		HL		*	10-11 17 28
<i>Lepiota magnispora</i> Murill	S-hum		HL			7
<i>Lepiota ochraceosulfurescens</i> M. Bon	S-hum		HL			7
<i>Lepiota subalba</i> P.D. Orton	S-hum		LC	Niv 2 - Cat 4		41
<i>Echinoderma acutesquamosum</i> (Weinmann : Fr.) M. Bon	S-hum		DD			44
<i>Echinoderma asperum</i> (Pers. : Fr.) M. Bon	S-hum		HL		*	
<i>Echinoderma echinaceum</i> (J.E. Lange) M. Bon	S-hum		LC	Niv 2 - Cat 4		7 41
<i>Cystolepiota hetieri</i> (Boudier) Singer	S-hum		LC	Niv 1 - Cat 2		41
<i>Cystolepiota seminuda</i> (Lasch) M. Bon	S-hum		HL			7 17 41
<i>Melanophyllum hematospermum</i> (Bull.: Fr.) Kreisel	S-hum		LC	Niv 2 - Cat 4		17-23
Leucocoprinioideae						
<i>Leucocoprinus brebissonii</i> (Godey) Locquin	S-hum		HL	Niv 2 - Cat 5		7 49-52
<i>Macrolepiota excoriata</i> (J.C. Sch. : Fr.) Wasser	S-hum		HL	Niv 2 - Cat 5		8 25 91
<i>Macrolepiota fuliginosa</i> (Barla) M. Bon	S-hum		HL		*	7 8 41 77

<i>Macrolepiota konradii</i> (P.D. Orton) L. Vassiliev	S-hum		HL	Niv 2 - Cat 4		17
<i>Macrolepiota mastoidea</i> (Fr. : Fr.) Singer	S-hum		HL			43
<i>Macrolepiota procera</i> (Scop. : Fr.) Singer	S-hum		HL		*	13 17 28 41 48 66
<i>Macrolepiota rickenii</i> (Velenovsky) Bellù & Lanzoni	S-hum		HL			7 41 77
<i>Chlorophyllum rhacodes</i> (Vittadini) Vellinga	S-hum		HL		*	7 13 52 66
Agaricaceae						
<i>Agaricus essettei</i> M. Bon	S-hum		HL		*	
<i>Agaricus macrocarpus</i> (F.H. Møller) F.H. Møller	S-hum		LC		*	95
<i>Agaricus semotus</i> Fr.	S-hum		HL			8 13 17
<i>Agaricus silvicola</i> (Vittadini) Léveillé	S-hum		HL		*	7 8 13 17 41 47 95
<i>Coprinus comatus</i> (O.F. Müller : Fr.) Pers.	S-hum		HL		*	17 21 95
Psathyrellaceae						
<i>Coprinellus disseminatus</i> (Pers. : Fr.) J.E. Lange	S-hum		HL			47 70
<i>Coprinellus micaceus</i> (Bull. : Fr.) Vilgalys, Hopple & J.E. Johnson	S-lig		HL		*	7 8 13 17 41 51 55 70 95
<i>Coprinellus saccharinus</i> (Romagnesi) P. Roux, G. Garcia & V. Dumas	S-lig		HL			51
<i>Coprinopsis acuminata</i> (Romagnesi) Redhead, Vilgalys & Moncalvo	S-hum		HL			8 13 43 48 70
<i>Coprinopsis alopecia</i> (Fr.) La Chiusa & Boffelli	S-lig		HL			66
<i>Coprinopsis atramentaria</i> (Bull. : Fr.) Redhead, Vilgalys & Moncalvo	S-hum		HL		*	17 48
<i>Coprinopsis lagopus</i> (Fr. : Fr.) Redhead, Vilgalys & Moncalvo	S-hum		HL			17 41 70 85
<i>Coprinopsis marcescibilis</i> (Britzelmayr) Örstadius & E. Larsson	S-hum		HL			13 41
<i>Parasola auricoma</i> (Patouillard) Redhead, Vilgalys & Hopple	S-hum		HL			17 30-38 85
<i>Parasola conopilus</i> (Fr. : Fr.) Örstadius & E. Larsson	S-hum		HL			17 41 48 77
<i>Parasola lactea</i> (P.D. Orton) Redhead, Vilgalys & Hopple	S-hum		HL			17 30 49 70
<i>Psathyrella albidula</i> (Romagnesi) Moser	S-hum		HL			17 41
<i>Psathyrella candolleana</i> (Fr. : Fr.) R. Maire	S-hum	S-lig	HL			7 9 25 41 62 70 91
<i>Psathyrella corrugis</i> (Pers. : Fr.) Konrad & Maublanc	S-hum		LC			41 95

<i>Psathyrella corrugis f. gracilis</i> (Pers. : Fr.) Enderle	S-hum		HL			17 25 28 41 48
<i>Psathyrella cotonea</i> (Quélet) Konrad & Maublanc	S-lig		LC	Niv 2 - Cat 4	*	
<i>Psathyrella laevissima</i> (Romagnesi) Singer	S-lig		DD			7 17 51 62
<i>Psathyrella lutensis</i> (Romagnesi) Watling & Richardson	S-hum		LC	Niv 1 - Cat 3		66
<i>Psathyrella microrhiza</i> (Lasch : Fr.) Konrad & Maublanc	S-hum		HL			30 41 43 51
<i>Psathyrella multipedata</i> (Peck) A.H. Smith	S-hum		HL			30
<i>Psathyrella pellucidipes</i> (Romagnesi) Moser	S-hum		DD			77
<i>Psathyrella piluliformis</i> (Bull.) P.D. Orton	S-lig		HL			17 69
<i>Psathyrella polycystis</i> (f. stérile) (Romagnesi) Kits van Waveren	S-hum		DD			85
<i>Psathyrella spadiceogrisea</i> (J.C. Sch.) R. Maire	S-hum		HL			95
<i>Homophron spadiceum</i> (Kummer) Örstadius & E. Larsson	S-lig		HL			62 91 95
<i>Lacrymaria lacrymabunda</i> (Bull. : Fr.) Patouillard	S-hum		HL		*	7 13 17 85 95
Lycoperdaceae						
<i>Apioperdon piriforme</i> (J.C. Sch. : Pers.) Vizzini	S-lig		HL		*	8 9-17 41 48-52 85 91 95
<i>Lycoperdon echinatum</i> Pers. : Pers.	S-hum		LC	Niv 2 - Cat 5		28 52 69
<i>Lycoperdon excipuliforme</i> (Scop. : Pers.) Pers.	S-hum		HL		*	67
<i>Lycoperdon foetidum</i> Bonorden	S-hum		HL		*	17 49 51 55 66
<i>Lycoperdon molle</i> Pers. : Pers.	S-hum		HL			8
<i>Lycoperdon perlatum</i> Pers. : Pers.	S-hum		HL		*	7 8 9 13 17 25 28 41 43 51 52 55 62 66 69 70 91 95
<i>Lycoperdon umbrinum</i> Pers. : Pers.	S-hum		HL		*	
Amanitales						
Amanitaceae						
<i>Amanita argentea</i> Huijsman	EcM		DD			53
« <i>Amanita arrosia</i> » -> confiée à PAM (Nouvelle espèce en attente d'être nommée !)	EcM		?			13
<i>Amanita citrina</i> (J.C. Sch.) Pers.	EcM		HL		*	13 17 25 43 44 47 48 49 51 52 58 62 66 69 70

<i>Amanita citrina f. alba</i> (Price) Quélet	EcM		HL		*	9 17 41 48 51 52 53 61 62
<i>Amanita echinocephala</i> Vittadini (Quélet)	EcM		LC	Niv 1 - Cat 2		17
<i>Amanita excelsa</i> (Fr. : Fr.) Bertillon	EcM		HL			41
<i>Amanita excelsa var. spissa</i> (Fr.) Neville & Poumarat	EcM		HL		*	13 17 51 58 61-62 69
<i>Amanita fulva</i> Fr.	EcM		HL		*	62
<i>Amanita fulvoides</i> Neville & Poumarat	EcM		?			41
<i>Amanita junquillea</i> Quélet	EcM		HL			66
<i>Amanita muscaria</i> (L. : Fr.) Lamarck	EcM		HL		*	49 53 58 62 66 69 95
<i>Amanita olivaceo-grisea</i> Kalamees	EcM		LC			43 70 91
<i>Amanita phalloides</i> (Fr. : Fr.) Link	EcM		HL		*	47
<i>Amanita porphyria</i> Alb. & Schw. : Fr.	EcM		DD		*	91
<i>Amanita rubescens</i> (Pers. : Fr.) Pers.	EcM		HL		*	8 13 17 41 49 51 53 58 62 66 69 70 91
<i>Amanita rubescens f. annulosulfurea</i> (Gillet) E.-J. Gilbert	EcM		HL		*	70
<i>Amanita vaginata</i> (Bull. : Fr.) Vittadini	EcM		HL		*	61-62
Pluteales						
Pluteaceae						
<i>Pluteus pouzarianus</i> Singer	S-lig		DD			49 51 52 58 61 62 66
<i>Pluteus salicinus</i> (Pers. : Fr.) Kummer	S-lig		HL		*	40-47
<i>Pluteus brunneoradiatus</i> J. Bonnard	S-lig		DD			17 51
<i>Pluteus cervinus</i> Kummer	S-lig		HL		*	7 13 17 25 41 44 47 52 53 66 69 70 77 85 91 95
<i>Pluteus cinereofuscus</i> J.E. Lange	S-hum		LC		*	
<i>Pluteus ephebeus</i> (Fr. : Fr.) Gillet	S-hum		LC	Niv 2 - Cat 4		13
<i>Pluteus hispidulus</i> (Fr. : Fr.) Gillet	S-lig		LC	Niv 1 - Cat 3		41
<i>Pluteus mammifer</i> Romagnesi	S-lig		DD			40 47
<i>Pluteus petasatus</i> (Fr.) Gillet	S-lig		HL	Niv 1 - Cat 3	*	
<i>Pluteus phlebophorus</i> (Ditmar : Fr.) Kummer	S-lig		HL			17
<i>Volvopluteus gloiocephalus</i> (de Candolle : Fr.) Vizzini, Contu & Justo	S-hum		HL			61

<i>Incertae sedis</i>					
<i>Melanoleuca humilis</i> (Pers. : Fr.) Patouillard	S-hum		DD		95
<i>Melanoleuca melaleuca</i> (Pers. : Fr.) Murrill	S-hum		HL		41
<i>Melanoleuca leucophylloides</i> (M. Bon) M. Bon	S-hum		LC	Niv 2 – Cat 4	13
<i>Melanoleuca polioleuca</i> (Fr. : Fr.) Kühner et R. Maire	S-hum		HL		95
<i>Entolomatales</i>					
<i>Entolomataceae</i>					
<i>Entoloma cetratum</i> (Fr. : Fr.) Moser	S-hum		HL		17-23
<i>Entoloma conferendum</i> var. <i>rickenii</i> (Romagnesi) M. Bon & Courtecuisse	S-hum		DD		25
<i>Entoloma euchroum</i> (Pers. : Fr.) Donk	S-lig		LC		23
<i>Entoloma hirtipes</i> (Schum. : Fr.) Moser	S-hum		HL	Niv 2 - Cat 4	*
<i>Entoloma nidorosum</i> (Fr. : Fr.) Kummer	EcM		HL		*
<i>Entoloma rhodopolium</i> (Fr. : Fr.) Kummer	EcM		HL		10-11 95
<i>Entoloma sericellum</i> (Fr. : Fr.) Kummer	S-hum		HL		*
<i>Entoloma sordidulum</i> (Kühner & Romagnesi) P.D. Orton	EcM		HL		17 40
<i>Entoloma subradiatum</i> (Kühner & Romagnesi) Moser	EcM		HL		17
<i>Entoloma turbidum</i> (Fr. : Fr.) Quélet	S-hum		LC		51
<i>Clitopilus hobsonii</i> (Berk.) P.D. Orton	S-hum		HL		41 66 95
<i>Clitopilus prunulus</i> (Scop. : Fr.) Kummer	S-hum		HL		17 85
<i>Macrocystidiaceae</i>					
<i>Macrocystidia cucumis</i> (Pers. : Fr.) Jossierand	S-hum		HL		17-23
<i>Cortinariales</i>					
<i>Hymenogastraceae</i>					
<i>Alnicola citrinella</i> P.-A. Moreau & A. de Haan	EcM		NE		25 62 66
<i>Alnicola dubis</i> P.-A. Moreau & Vidonne	EcM		DD		62
<i>Alnicola sphagneti</i> (P.D. Orton) Romagnesi	EcM		DD		62
<i>Alnicola umbrina</i> (R. Maire) Kühner	EcM		HL		62
<i>Flammula alnicola</i> (Fr. : Fr.) P. Kummer	S-lig		LC		25

<i>Hebeloma crustuliniforme</i> (Bull. : Fr.) Quélet	EcM		HL			9-17 13 62
<i>Hebeloma eburneum</i> Malençon	EcM		DD	Niv 2 - Cat 4		95
<i>Hebeloma fragilipes</i> Romagnesi	EcM		DD	Niv 2 - Cat 5	*	41 95
<i>Hebeloma helodes</i> J. Favre	EcM		DD	Niv 2 - Cat 5		41
<i>Hebeloma leucosarx</i> P.D. Orton	EcM		HL		*	17
<i>Hebeloma lutense</i> Romagnesi	EcM		LC			23
<i>Hebeloma sacchariolum</i> Quélet	EcM		HL			13 17 23 30 41 69
<i>Hebeloma sinapizans</i> (Paulet ex Fr.) Gillet	EcM		HL		*	
<i>Hebeloma subtortum</i> P. Karsten	EcM		HA			48-52
<i>Hebeloma vaccinum</i> Romagnesi	EcM		LC	Niv 1 - Cat 2		41
<i>Hebeloma velutipes</i> Bruchet	EcM		LC	Niv 2 - Cat 5		8
<i>Phaeocollybia arduennensis</i> M. Bon	EcM		LC	Niv 1 - Cat 3		49
<i>Galerina autumnalis</i> (Peck) A.H. Smith & Singer	S-lig		HL			25 51 91
<i>Galerina marginata</i> (Batsch) Kühner	S-lig		HL			9-17 25 41 52 95
<i>Galerina mniophila</i> (Lasch : Fr.) Kühner	Mousse		HL		*	51 62
Inocybaceae						
<i>Inocybe arenicola</i> (Heim) M. Bon	EcM		LC	Niv 2 – Cat 5		70
<i>Inocybe asterospora</i> Quélet	EcM		HL		*	8 13 17 23 28 41 43 91 95
<i>Inocybe cookei</i> Bresadola	EcM		HL			13 17
<i>Inocybe corydalina</i> Quélet	EcM		LC		*	17
<i>Inocybe corydalina</i> f. <i>albidula</i> (Britz.) Heim	EcM		LC		*	
<i>Inocybe curreyi</i> (Berk.) Saccardo	EcM		LC	Niv 1 - Cat 3		53
<i>Inocybe eutheles</i> var. <i>kühneri</i> (Stangl & J. Veselsky) Reumaux	EcM		HL			66
<i>Inocybe fastigiata</i> (J.C. Sch. : Fr.) Quélet	EcM		HL			13 17 40 47
<i>Inocybe fuscidula</i> Velenovsky	EcM		HL			7 58
<i>Inocybe geophylla</i> (Sow. : Fr.) Kummer	EcM		HL		*	13 17 23 30 48 70 95
<i>Inocybe geophylla</i> var. <i>fulva</i> (Patouillard) Saccardo	EcM		DD	Niv 2 - Cat 4		23 43
<i>Inocybe geophylla</i> var. <i>lilacina</i> (Peck) Gillet	EcM		HL		*	17 23 41 95
<i>Inocybe geophylla</i> var. <i>violacea</i> (Patouillard) Saccardo	EcM		HL	Niv 2 - Cat 4		17

<i>Inocybe haemacta</i> (Berk. & Cooke) Saccardo	EcM		LC			17-23
<i>Inocybe hirtella</i> Bresadola	EcM		HL			17
<i>Inocybe jurana</i> (Patouillard) Saccardo	EcM		LC			13
<i>Inocybe lacera</i> (Fr. : Fr.) Kummer	EcM		HL			17
<i>Inocybe lanuginosa</i> (Bull. : Fr.) Kummer	EcM		HL		*	49
<i>Inocybe maculata</i> Boudier	EcM		HL		*	7 13 23 40 47 70
<i>Inocybe margaritispora</i> (Berk.) Saccardo	EcM		LC			7
<i>Inocybe mixtilis</i> (Britzelmayr) Saccardo	EcM		HL		*	
<i>Inocybe napipes</i> J.E. Lange	EcM		HL	Niv 1 - Cat 3		51
<i>Inocybe phaeodisca</i> Kühner	EcM		LC			13 17
<i>Inocybe piriadora</i> (Pers. : Fr.) Kummer	EcM		HL	Niv 2 - Cat 4		17
<i>Inocybe praetervisa</i> Quélet	EcM		HL			7 30-38 40-47
<i>Inocybe subtigrina</i> Kühner	EcM		HL			66
<i>Inocybe xanthomelaena</i> Kühner & Boursier	EcM		HL			17
Cortinariaceae						
<i>Cortinarius "infractus"</i>	EcM		?			17
<i>Cortinarius alboviolaceus</i> (Pers. : Fr.) Fr.	EcM		HL	Niv 1 - Cat 3	*	
<i>Cortinarius anomalus</i> (Fr. : Fr.) Fr.	EcM		DD		*	17 48-52 53 58 62
<i>Cortinarius azureus</i> Fr.	EcM		HL			69
<i>Cortinarius bolaris</i> (Pers. : Fr.) Fr.	EcM		DD	Niv 2 - Cat 5	*	49
<i>Cortinarius bonii</i> Bidaud, P. Moënne-Loccoz & Reumaux	EcM		DD			41
<i>Cortinarius camphoratus</i> (Fr. : Fr.) Fr.	EcM		LC	Niv 1 - Cat 1		58
<i>Cortinarius castaneoduracinus</i> Chevassut & R. Henry	EcM		DD			17
<i>Cortinarius cinnamomeoluteus</i> P.D. Orton	EcM		HL			51
<i>Cortinarius cinnamomeus</i> (L. : Fr.) S.F. Gray	EcM		HL	Niv 2 - Cat 4		49 51
<i>Cortinarius decipiens</i> (Pers. : Fr.) Fr.	EcM		HL			9-17 25 53 58
<i>Cortinarius delibutus</i> Fr.	EcM		HL		*	66
<i>Cortinarius diabolicus</i> (Fr. : Fr.) Fr.	EcM		DD		*	
<i>Cortinarius flexipes</i> (Pers. : Fr.) Fr.	EcM		HL			95

<i>Cortinarius galeobdolon</i> Melot	EcM		DD			85 91
<i>Cortinarius hinnuleus</i> Fr.	EcM		DD	Niv 1 - Cat 3		25 66
<i>Cortinarius hinnuloides</i> R. Henry	EcM		DD			53
<i>Cortinarius humolens</i> Brandrud	EcM		DD			17-23
<i>Cortinarius lebretonii</i> Quélet	EcM		HL			41 49-52 62
<i>Cortinarius lepidopus</i> (Cooke) Nespiak	EcM		DD			
<i>Cortinarius pholideus</i> (Fr. : Fr.) Fr.	EcM		DD	Niv 2 - Cat 5		62
<i>Cortinarius pseudodiabolicus</i> (Moser) Moser	EcM		DD			58
<i>Cortinarius rigens</i> (Pers. : Fr.) Fr.	EcM		DD	Niv 1 - Cat 3		62 95
<i>Cortinarius rugosus</i> R. Henry [illég.]	EcM		DD			53 66
<i>Cortinarius striatuloides</i> R. Henry	EcM		DD			17-23
<i>Cortinarius torvus</i> (Fr. : Fr.) Fr.	EcM		HL	Niv 1 - Cat 3	*	8 43
<i>Cortinarius varicolor</i> (Pers. : Fr.) Fr.	EcM		LC			62
<i>Cortinarius violaceus</i> (L. : Fr.) Fr.	EcM		LC	Niv 2 - Cat 5		53 62
<i>Gymnopilaceae (iné.)</i>						
<i>Gymnopilus hybridus</i> (Fr. : Fr.) R. Maire	S-lig		HL			52
<i>Gymnopilus junonius</i> (Fr. : Fr.) P.D. Orton	Pn-lig	S-lig	HL			21
<i>Gymnopilus penetrans</i> (Fr. : Fr.) Murrill	S-lig		HL		*	51 52 58
<i>Crepidotaceae</i>						
<i>Crepidotus autochtonus</i> J.E. Lange	S-lig	S-hum	HL	Niv 1 - Cat 3		51
<i>Crepidotus cesatii</i> (Rabenhorst) Saccardo	S-lig		HL			13 23 28 48 52
<i>Crepidotus cesatii</i> var. <i>subsphaerosporus</i> (J.E. Lange) Senn-Irlet	S-lig		HL			7 8 34 52 66 95
<i>Crepidotus luteolus</i> Saccardo	S-her	S-lig	HL			13 41
<i>Crepidotus mollis</i> (J.C. Sch. : Fr.) S.F. Gray	S-lig		HL		*	
<i>Crepidotus variabilis</i> (Pers. : Fr.) S.F. Gray	S-lig		HL		*	17 28 41 53 62 69 70 91
<i>Tubariaceae</i>						
<i>Tubaria conspersa</i> (Pers. : Fr.) Fayod	S-hum	S-lig	HL			17 30 41 85
<i>Tubaria ferruginea</i> Horak & P.-A. Moreau	S-hum	S-lig	HL			41

<i>Tubaria furfuracea</i> (Pers. : Fr.) Gillet	S-hum	S-lig	HL			17 28 40 41 53
<i>Tubaria hiemalis</i> Romagnesi ex M. Bon	S-hum	S-lig	HL			41 43 48
<i>Tubaria romagnesiana</i> Arnolds	S-hum	S-lig	HL			41 66 95
<i>Flammulaster carpophilus</i> (Fr.) Earle	S-hum		HL			48
<i>Strophariaceae</i>						
<i>Pholiotoideae</i>						
<i>Kuehneromyces mutabilis</i> (J.C. Sch. : Fr.) Singer & A.H. Smith	S-lig		HL		*	7 17 52 55 62 66 69 91 95
<i>Pholiota conissans</i> var. <i>graminis</i> (Quélet) M. Bon & P. Roux	S-her		LC			70
<i>Pholiota gummosa</i> (Lasch : Fr.) Singer	S-lig		HL			17 95
<i>Pholiota jahnii</i> Tjallingi-Beukers & Bas	S-lig		LC	Niv 2 - Cat 5		13 95
<i>Pholiota squarrosa</i> (Oeder : Fr.) Kummer	Pn-lig	S-lig	HL			17 23
<i>Pholiota tuberculosa</i> (J.C. Sch : Fr.) Kummer	S-lig		HL	Niv 2 - Cat 5		25
<i>Pholiota tuberculosa</i> var. <i>curvipes</i> (Pers.) P. Roux, G. Garcia & Chapon	S-lig		HL	Niv 2 - Cat 4	*	
<i>Cyclocybe erebia</i> (Fr. : Fr.) Vizzini & Matheny	S-hum		LC			7 17
<i>Stropharioideae</i>						
<i>Stropharia aeruginosa</i> (Curtis : Fr.) Quélet	S-hum	S-lig	HL		*	49
<i>Stropharia caerulea</i> Kreisel	S-hum		HL			7 13 17 41
<i>Leratiomyces squamosus</i> (Pers. : Fr.) Bridge & Spooner	S-hum		HL		*	17
<i>Hypholoma capnoides</i> (Fr. : Fr.) Kummer	S-lig		HL	Niv 2 - Cat 4		58 62 66
<i>Hypholoma fasciculare</i> (Huds. : Fr.) Kummer	S-lig		HL		*	7 8 13 17 25 28 41 43 44 47 48 49 51 52 53 55 58 61 62 66 69 91 95
<i>Hypholoma fasciculare</i> f. <i>sterilis</i> J.E. Lange	S-lig					25
<i>Hypholoma fasciculare</i> var. <i>pusillum</i> J.E. Lange	S-lig		DD		*	7 13 51 91
<i>Hypholoma lateritium</i> (J.C. Sch. : Fr.) Kummer	S-lig		HL		*	48 77
<i>Deconica crobula</i> (Fr.) Romagnesi	S-lig	S-her	HL			66
<i>Deconica inquilina</i> (Fr. : Fr.) Romagnesi	S-her	S-lig	HL			58
<i>Deconica modesta</i> (Peck) Morgan	S-hum		NT	Niv 1 - Cat 2		66
<i>Bolbitiaceae</i>						

<i>Bolbitius reticulatus</i> var. <i>pluteoides</i> (Moser) Arnolds	S-lig		NT	Niv 2 - Cat 4		17
<i>Bolbitius titubans</i> (Bull. : Fr.) Fr.	S-hum		HL			91
<i>Bolbitius titubans</i> var. <i>vitellinus</i> (Pers. : Fr.) Courtecuisse	S-hum		HL			17
<i>Conocybe echinata</i> (Velenovsky) Singer	S-hum		DD			25
<i>Conocybe juniana</i> var. <i>sordescens</i> (P.D. Orton) Hausknecht & Svrček	S-hum		DD			95
<i>Conocybe mesospora</i> Kühner & Watling	S-hum		DD			95
<i>Conocybe rickeniana</i> Singer ex P.D. Orton	S-hum		HL			52 77
<i>Conocybe rickenii</i> (J. Schäffer) Kühner	S-hum	S-cop	HL			66
<i>Conocybe subovalis</i> (Kühner) ex Kühner & Watling	S-hum		HL		*	
<i>Pholiotina arrhenii</i> (Fr.) Singer	S-hum		HL		*	41
<i>Pholiotina velata</i> (Velenovsky) Hausknecht	S-hum		LC			23 77
Panaeolaceae						
<i>Panaeolus rickenii</i> Hora	S-hum	S-cop	HL			41
Boletales						
Hygrophoropsidaceae						
<i>Hygrophoropsis aurantiaca</i> (Wulfen : Fr.) R. Maire	S-hum		HL		*	30 41 51 52 58 61 62 66
<i>Hygrophoropsis pallida</i> (Peck) Kreisel	S-hum		HL			51 52 58 62 66
Paxillaceae						
<i>Paxillus ammoniavirescens</i> Contu & Dessi	EcM		?			53
<i>Paxillus cuprinus</i> Jargeat, Gryta, Chaumeton & Vizzini	EcM		NE			13
<i>Paxillus involutus</i> (Batsch : Fr.) Fr.	EcM		HL		*	7 13 17 23 25 28 40 41 47 48 51 52 55 62 66 69 70 77 85 91
<i>Paxillus olivellus</i> P.-A. Moreau, J.-P. Chaumeton, Gryta & Jargeat	EcM		DD			25
Boletaceae						
<i>Aureoboletus moravicus</i> (Vaček) Klofac	EcM		NT			41
<i>Boletus edulis</i> Bull. : Fr.	EcM		HL		*	9-17 41 49-52 53 61 62 69 70 95
<i>Boletus erythropus</i> (Pers. : Fr.) Fr. ss. auct.	EcM		HL		*	13 17 41 43 58 61 62 70 77 91

<i>Boletus junquilleus</i> Quélet	EcM		VU		*	
<i>Chalciporus piperatus</i> (Bull. : Fr.) Bataille	EcM		HL		*	
<i>Tylophilus felleus</i> (Bull. : Fr.) P. Karsten	EcM		HL	Niv 2 - Cat 4		62
<i>Xerocomellus chrysenteron</i> (Bull. : Fr.) Šutara	EcM		HL		*	7 8 13 17 30 70 85 95
<i>Xerocomellus cisalpinus</i> (Simonini, H. Ladurner & Peintner) Klofac	EcM		HL			7 8 13 41 47 70 95
<i>Xerocomellus porosporus</i> (Watling) Šutara	EcM		DD	Niv 1 - Cat 3		41 95
<i>Xerocomellus pruinatus</i> (Fr.) Šutara	EcM		DD		*	7 13 17 25 41 48 49 51 62 66 69 70 91 95
<i>Xerocomus subtomentosus</i> (L. : Fr.) Quélet	EcM		HL		*	17
<i>Cyanoboletus pulverulentus</i> (Opatowski) Gelardi, Vizzini & Simonini	EcM		HL			8 41
<i>Hortiboletus communis</i> (Bull.) comb. prov.	EcM		HL			17 41
<i>Hortiboletus rubellus</i> (Quélet) Simonini, Vizzini & Gelardi	EcM		HL			13
<i>Imleria badia</i> (Fr. : Fr.) Vizzini	EcM		HL		*	41 49 51 52 53 58 61 62 66 69
<i>Imleria heteroderma</i> (Blum) T. Rödiger	EcM		DD	Niv 2 - Cat 4		58
<i>Pseudoboletus parasiticus</i> (Bull. : Fr.) Šutara	Pb-fun		HL			30 43
<i>Leccinellum crocipodium</i> (Letellier) Della Maggiora & Trassinelli	EcM		LC	Niv 2 - Cat 5		17
<i>Leccinellum pseudoscabrum</i> (Kallenbach) Mikšik	EcM		HL		*	13 17 41 44 70
<i>Leccinum aurantiacum</i> (Bull. : Fr.) S.F. Gray	EcM		HL	Niv 2 - Cat 5	*	53 62 91
<i>Leccinum avellaneum</i> (Blum) J.A. Muñoz	EcM		DD			95
<i>Leccinum brunneogriseolum</i> Lannoy & Estades	EcM		HL			25 62 69
<i>Leccinum brunneogriseolum</i> f. <i>chlorinum</i> Lannoy & Estades	EcM		HL			91
<i>Leccinum duriusculum</i> (Schulzer von Muggenburg) Singer	EcM		DD	Niv 2 - Cat 5		62 95
<i>Leccinum melaneum</i> (F. Smotlacha) Pilát & Dermek	EcM		HL			69
<i>Leccinum molle</i> (M. Bon) M. Bon	EcM		DD			62
<i>Leccinum roseofractum</i> Watling	EcM		DD	Niv 2 - Cat 5		48
<i>Leccinum scabrum</i> (Bull. : Fr.) S.F. Gray	EcM		HL		*	9-17 25 53 62 69
<i>Leccinum variicolor</i> Watling	EcM		HL		*	

Sclerodermataceae						
<i>Scleroderma areolatum</i> Ehrenberg	EcM		HL			7 8 13 17 28 30 40 47 62 70 95
<i>Scleroderma citrinum</i> Pers. : Pers.	EcM		HL		*	7 8 13 17 1 40 41 43 47 48 51 53 62 69 70 77 85 91
<i>Scleroderma verrucosum</i> (Bull. : Pers.) Pers.	EcM		HL			17 25 47 62 91 95
Rhizopogonaceae						
<i>Suillus luteus</i> (L. : Fr.) Roussel	EcM		HL	Niv 2 - Cat 4		49
Phallomycetideae						
Geastrales						
Geastraceae						
<i>Geastrum michelianum</i> W.G. Smith	S-hum		HL			23
<i>Geastrum sessile</i> (Sow.) Pouzar	S-hum		HL			43
Sphaerobolaceae						
<i>Sphaerobolus stellatus</i> Tode : Pers.	S		HL	Niv 2 - Cat 4		17
Gomphales						
Phaeoclavulinaceae						
<i>Phaeoclavulina curta</i> (Fr.) Giachini	EcM		DD			23
Phallales						
Phallaceae						
<i>Mutinus caninus</i> (Huds. : Pers.) Fr.	S-hum		HL	Niv 2 - Cat 5	*	17 43 66 85
<i>Phallus impudicus</i> L. : Pers	S-hum		HL		*	13 17 28 49 70 91

Myxomycètes trouvés à Andigny

Arcyria cinerea (68)

Ceratiomyxa fruticulosa (34, 43, 95)

Fuligo septica (9, 62)

Leocarpus fragilis (69, 95)

Lycogala epidendron (13, 40, 53, 95)

Physarum polycephalum (23)

Stemonitis axifera (8, 53)

Trichia sp. (43)

Lichens trouvés à Andigny

(déterminations par Mme Chantal van Haluwyn)

Phaeophyscia orbicularis

Physcia ascendens

Physcia tenella

Xanthoria parietina

DIPLOME D'ETAT DE DOCTEUR EN PHARMACIE

Année Universitaire 2019/2020

Nom : POLESEL

Prénom : Guillaume

Titre de la thèse :

**CONTRIBUTION A L'INVENTAIRE MYCOLOGIQUE
DE LA FORÊT DOMANIALE D'ANDIGNY**

(Aisne)

Analyse fonctionnelle et patrimoniale

Mots-clés : Diversité fongique, Hauts de France, Biodiversité, Interprétation écologique

Résumé : Cette étude contribue, dans le cadre de l'inventaire mycologique régional et national, au recensement des espèces fongiques présentes dans la Forêt domaniale d'Andigny, dans le département l'Aisne. La très grande diversité fongique manifestée dès les premières récoltes en cette forêt encore jamais étudiée systématiquement a amené l'idée d'en trouver la raison, dans la grande variété des parcelles, replacées dans leur contexte historique en premier lieu, géologique puis pédologique et enfin climatique. Après une présentation générale du site, nous avons exploré quelques notions fondamentales de mycologie marquées par la révision des connaissances par la phylogénie et la biologie moléculaire. La suite de cette étude est consacrée à l'analyse des données, d'une part d'archives, et d'autre part par nos 72 récoltes, effectuées entre 2015 et 2019. Ces récoltes ont été faites dans le contexte particulier d'aléas climatiques intenses et ont pourtant produit 635 taxons (679 au total en tenant compte des archives), dont 182 nouveautés, pour l'Aisne et 5 pour la région des Hauts de France. Après évaluation de la représentativité de nos récoltes, une analyse patrimoniale a été menée. Avec un indice patrimonial de 41,14, cette forêt se place dans la moyenne régionale mais présente une originalité d'un grand intérêt. L'analyse des espèces remarquables a montré le caractère particulier continental voire montagnard de cette forêt, que son histoire, ses sols et sous-sols permettent de comprendre. Une analyse fonctionnelle a été enfin amorcée, en se basant sur les travaux du réseau RENECOFOR, et a donné quelques informations préliminaires pour la possible élaboration d'un indice fonctionnel.

Cette étude n'est que la première pierre d'une étude diachronique. A l'avenir, l'exploration de nouvelles parcelles permettra de compléter les résultats obtenus lors de cette première étude contributive.

Membres du jury :

Président et Directeur de thèse : Monsieur Régis COURTECUISSÉ, Professeur des Universités, Université de Lille

Assesseur : Monsieur Pierre-Arthur MOREAU, Maître de Conférences, Université de Lille

Membre extérieur : Monsieur Christophe LECURU, Président de la S.M.N.F.

Membre extérieur : Monsieur Jean-Baptiste COKELAER, Docteur en Pharmacie