

Table des matières

Liste des tableaux	i
Liste des figures.....	ii
Introduction générale.....	1

Chapitre 1 : Synthèse Bibliographique

1. Les champignons dans les écosystèmes forestiers	3
1.1. Organisation taxonomique des champignons	3
1.1.1. Classification classique.....	3
1.1.2. Classification phylogénétique.....	4
1.1.3. Caractéristiques du groupe Dikarya: les ascomycètes et les basidiomycètes	5
1.1.3.1. Ascomycètes.....	5
1.1.3.2. Basidiomycètes.....	8
1.2. Modes de vie des champignons forestiers.....	9
1.2.1. Saprophytes	9
1.2.2. Parasites	10
1.2.3. Symbiotique.....	10
1.2.3.1. Mycorhizes	10
1.2.3.2. Champignons associés aux termites	11
1.2.3.3. Lichens	13
1.3. Identification des champignons forestiers.....	14
1.3.1. Méthodes classiques	15
1.3.1.1. Caractères macroscopiques	15
1.3.1.2. Caractères microscopiques	15
1.3.1.3. Caractères organoleptiques.....	16
1.3.1.4. Autres caractères	16
1.3.2. Méthodes moléculaires	16
1.4. Exploitation des champignons forestiers	17
1.4.1. Mycothérapie et l'utilisation des champignons forestiers en médecine traditionnelle	17
1.4.2. Culture des champignons sauvages comestibles	18
1.4.3. Conservation des champignons sauvages comestibles	19
1.4.3.1. Conservation par dessiccation (séchage).....	19
1.4.3.2. Conservation par congélation	20
1.4.3.3. Conservation par une transformation en marinade.....	20
1.4.4. Champignons forestiers et la pollution environnementale	21
1.5. Importance des champignons forestiers dans les différents domaines.....	22
1.5.1. Domaine alimentaire.....	22
1.5.1.1. Alimentation des populations rurales	22
1.5.1.2. Champignons toxiques et la notion de la comestibilité	23
1.5.1.3. Valeur nutritionnelle.....	24
1.5.2. Intérêt écologique : rôle des champignons dans les écosystèmes forestiers.....	25
1.5.3. Intérêt économique : commercialisation des champignons forestiers	27
2. La symbiose ectomycorhizienne.....	27
2.1. Généralités sur les mycorhizes.....	27
2.1.1. Les endomycorhizes	29
2.1.1.1. Les mycorhizes à arbuscules (MA)	29
2.1.1.2. Les endomycorhizes éricoïdes.....	29
2.1.1.3. Les endomycorhizes orchidoïdes	30
2.1.2. Les ectendomycorhizes.....	30
2.1.3. Les ectomycorhizes	31
2.2. Structure des ectomycorhizes	31
2.2.1. Hyphes extra-matriciels	32
2.2.2. Manteau fongique.....	32
2.2.3. Réseau de Hartig.....	33

2.3. Méthodes d'étude des ectomycorhizes	33
2.4. Rôle de la symbiose ectomycorhizienne.....	34
2.5. Diversité des champignons ectomycorhiziens	35
2.5.1. Champignons ectomycorhiziens comestibles	36
2.5.2. Facteurs déterminants la diversité des champignons ectomycorhiziens dans les écosystèmes forestiers	37
2.5.2.1. Âge des peuplements forestiers	37
2.5.2.2. Nature de la plante hôte.....	37
2.5.2.3. Facteurs édaphiques	38
2.5.2.4. Facteurs climatologiques.....	38
2.5.2.5. Diversité interspécifique.....	38
2.6. Méthodes d'inoculation des plantes par les champignons ectomycorhiziens	39
2.6.1. Inoculation par les spores	39
2.6.2. Inoculation par mycélium.....	39
2.6.3. Tissus fongiques	39
2.6.3.1. Germination de spores.....	40
2.6.3.2. Mycorhizes	40
2.7. Mycorhization contrôlée et ses possibilités d'application	40
3. Connaissances sur le chêne vert.....	42
3.1. Répartition géographique	43
3.1.1. Dans le monde	43
3.1.2. En Algérie	45
3.2. Données écologiques sur le chêne vert	46
3.2.1. Caractères climatiques.....	47
3.2.2. Caractères édaphiques	47
3.2.3. Situation en altitude.....	48
3.3. Taxonomie du chêne vert.....	48
3.4. Caractéristiques botaniques.....	49
3.4.1. Houppier.....	49
3.4.2. Tronc	49
3.4.3. Système racinaire	50
3.4.4. Feuilles	50
3.4.5. Fleurs.....	51
3.4.6. Fruits (glands).....	51
3.4.7. Bourgeon	51
3.4.7 Longévitité.....	53
3.5. Associations végétales et phytosociologie du chêne vert	53
3.6. Chêne vert et ses aspects phytosanitaires	54
3.6.1. Impact des agents abiotiques	54
3.6.2. Impact des agents biotiques.....	55

Chapitre 2 : Étude Expérimentale

1. Étude myco-écologique des champignons forestiers	58
1.1. Prospections	58
1.2. Présentation générale de la région d'étude	58
1.2.1. Situation géographique	58
1.2.2. Caractéristiques physiques et biotiques	59
1.2.3. Localisation des sites d'étude	61
1.2.3.1. Site 1.....	61
1.2.3.2. Site 2.....	61
1.3. Matériel	63
1.3.1. Récolte des sporophores de champignons	63
1.3.2. Prélèvement des mycorhizes naturelles	63
1.3.3. Prélèvement des échantillons de sol	64
1.4. Méthodes.....	65
1.4.1. Analyse des paramètres écologiques des sites d'étude	65
1.4.1.1. Étude des paramètres climatiques	65
1.4.1.2. Analyse physico-chimique des échantillons de sols.....	65

1.4.1.3. Relevé floristique	65
1.4.2. Examens des mycorhizes naturelles	65
1.4.3. Examens des sporophores des champignons récoltés.....	66
1.4.3.1. Examens macroscopiques.....	66
1.4.3.2. Examens microscopiques	66
1.4.3.3. Réalisation d'une sporée	67
1.4.4. Conservation des sporophores de champignons en herbier	67
1.4.5. Réalisation de l'enquête mycologique.....	67
1.4.6. Constitution d'une base de données des champignons récoltés.....	68
2. Essai de mycorhization contrôlée entre chêne vert et lactaire délicieux.....	69
2.1. Matériel.....	69
2.1.1. Matériel végétal	69
2.1.2. Matériel fongique	69
2.2. Méthodes.....	70
2.2.1. Synthèse mycorhizienne	70
2.2.1.1. Stratification des glands du chêne vert.....	70
2.2.1.2. Désinfection du substrat de culture	70
2.2.1.3. Préparation de l'inoculum	71
2.2.1.4. Réalisation de la synthèse mycorhizienne.....	71
2.2.2. Méthodes d'étude des ectomycorhizes obtenues en serre.....	71
2.2.2.1. Méthodes d'observation des racines.....	71
2.2.2.2. Technique de coloration (Wubet <i>et al.</i> , 2003).....	72
2.2.2.3. Méthode d'évaluation de l'infection mycorhizienne.....	72
2.2.2.4. Méthode d'évaluation de l'indice de dépendance mycorhizienne.....	73
2.2.2.5. Méthode d'évaluation de la croissance des plants.....	73
2.2.2.6. Interprétation statistique	73

Chapitre 3 : Résultats et Discussion

1. Etude myco-écologique des champignons forestiers	74
1.1. Analyse des paramètres écologiques des sites d'études.....	74
1.1.1. Paramètres climatiques.....	74
1.1.1.1. Température.....	74
1.1.1.2. Précipitations	76
1.1.1.3. Humidité relative.....	79
1.1.2. Caractéristiques physico-chimiques du sol	79
1.1.2.1. Analyse physique (Granulométrie).....	79
1.1.2.2. Analyse chimique du sol	82
1.1.3. Relevé floristique	83
1.2. Diversité mycologique	96
1.3. Conservation des champignons en herbier.....	109
1.4. Réalisation de l'enquête mycologique	109
1.5. Constitution de la base de données des champignons.....	111
1.6. Les mycorhizes naturelles.....	111
2. Essai de mycorhization contrôlée du chêne vert et de lactaire.....	114
2.1. Effet de la mycorhization la croissance des plants de <i>Q. ilex</i> inoculés par <i>L. deliciosus</i>	114
2.2. Taux d'infection mycorhizienne	121
2.3. Indice de dépendance mycorhizienne (IDMR)	121
2.4. Morphologie des mycorhizes obtenues.....	121
Conclusion et perspectives.....	129
Références bibliographiques.....	132

Annexes

Résumé

Liste des tableaux

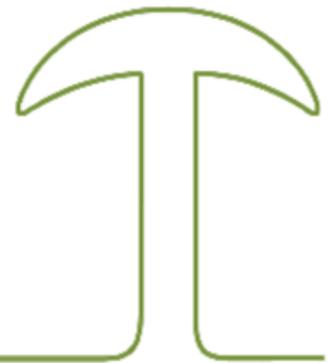
Tableau 1 : Caractéristiques principales différenciées les principaux groupes des champignons	7
Tableau 2 : Superficie du chêne vert dans les pays méditerranéens	43
Tableau 3 : Classification du chêne vert	48
Tableau 4 : Principaux insectes ravageurs attaquant le chêne vert	55
Tableau 5 : Principaux champignons phytopathogènes du chêne vert	57
Tableau 6 : Principales forêts domaniales de la région d'Ain Tarik, leur canton, leur superficie et leur composition dendrologique	60
Tableau 7 : Résultats des analyses physico-chimiques des sols des deux sites d'étude	81
Tableau 8 : Liste des espèces végétales inventoriées dans les deux sites d'étude (Kherrarba et Tidida)	85
Tableau 9 : Liste des espèces fongiques récoltées dans les deux sites d'étude (Kherrarba et Tidida) de la F. D. O. R	98
Tableau 10 : Analyse de variance à un facteur de développement (inoculation) pour la variable : Hauteur de la partie aérienne des plants (cm)	117
Tableau 11 : Analyse de variance à un facteur de développement (inoculation) pour la variable : Nombre de feuilles	117
Tableau 12 : Analyse de variance à un facteur de développement (inoculation) pour la variable : Epaisseur de la tige	117
Tableau 13 : Analyse de variance à un facteur de développement (inoculation) pour la variable : Poids frais de la partie aérienne des plants (g)	118
Tableau 14 : Analyse de variance à un facteur de développement (inoculation) pour la variable : Poids sec de la partie aérienne des plants (g)	118
Tableau 15 : Analyse de variance à un facteur de développement (inoculation) pour la variable : Nombre des racines secondaires	118
Tableau 16 : Analyse de variance à un facteur de développement (inoculation) pour la variable : Poids frais de la partie racinaire (g)	118

Liste des figures

Fig. 1 : Phylogénie et classification des champignons	5
Fig. 2 : Principaux groupes des champignons selon les analyses phylogénétiques actuelles.....	6
Fig. 3 : Cycle de développement d'un champignon supérieur	9
Fig. 4 : Quelques exemples de champignons selon leur mode de vie	12
Fig. 5 : Structure du lichen, le thalle est constitué par l'imbrication des filaments du champignon et des cellules de l'algue.....	13
Fig. 6 : Principaux types des lichens	14
Fig. 7 : Présentation morphologique d'un champignon basidiomycète	16
Fig. 8 : Quelques exemples de culture des champignons saprophytes comestibles par excellence.....	18
Fig. 9 : Nettoyage et séchage des champignons	19
Fig. 10 : Conservation des cèpes (bolets) dans l'huile d'olive	20
Fig. 11 : Champignons toxiques	24
Fig. 12 : Présentation de quelques champignons comestibles.....	26
Fig. 13 : Place des champignons dans les écosystèmes forestiers.....	25
Fig. 14 : Différents types d'association mutualiste entre les racines et les champignons mycorhiziens.....	28
Fig. 15 : Structure d'ectomycorhizes, illustration schématique d'une ectomycorhize à gauche ; ectomycorhize de <i>Lactarius indigo</i> et <i>Pinus oocarpa</i> en coupe	32
Fig. 16 : Ectomycorhizes du <i>Pinus sylvestris</i> inoculé par <i>Tricholoma matsutake</i> âgé de 8 mois.....	33
Fig. 17 : Fructification très belle de lactaire délicieux	41
Fig. 18 : Distribution géographique de <i>Quercus ilex</i> L. et <i>Q. rotundifolia</i> Lamk. dans le Bassin méditerranéen.	43
Fig. 19 : Distribution géographiques du chêne vert (<i>Q. rotundifolia</i> Lam.) en Algérie ; Carte internationale du tapis végétal et des conditions écologiques au 1/1 000 000	46
Fig. 20 : Taillis clair du chêne vert dans la région d'Ain Tarik (Wilaya de Relizane, Algérie). Photographie prise en Novembre 2012	46
Fig. 21 : Arbre du chêne vert (<i>Quercus ilex</i>) durant la période de floraison dans la région d'Ain Tarik. Photographie prise en Avril 2011	50
Fig. 22 : Caractéristiques botaniques du chêne vert	52
Fig. 23 : Localisation géographique de la Daïra d'Ain Tarik (Région d'étude).....	59

Fig. 24 : Présentation de la région d'étude	62
Fig. 25 a et b : Récolte des sporophores des champignons	63
Fig. 26 : Récolte des racines mycorhizées	64
Fig. 27 : Technique d'obtention d'une sporée	67
Fig. 28 : Enquête mycologique dans le District d'Ain Tarik.....	68
Fig. 29 : Présentation du modèle de la base de données Access 2010 regroupant les principales informations sur un champignon (lactaire délicieux).....	68
Fig. 30 : Glands du chêne vert utilisés dans la synthèse mycorhizienne	69
Fig. 31 : Morphologie du de <i>Lactarius deliciosus</i>	69
Fig. 32 : Températures moyennes mensuelles	75
Fig. 33 : Températures moyennes mensuelles au cours des deux années d'étude 2011 et 2012	75
Fig. 34 : Précipitations moyennes mensuelles au cours des deux années d'étude 2011 et 2012.	77
Fig. 35 : Précipitations moyennes annuelles au cours des deux années d'étude 2011 et 2012 ...	77
Fig. 36 : Régime pluviométrique saisonnier des deux années d'étude 2011 et 2012	78
Fig. 37 : Humidité relative moyenne mensuelle (min et max) de 2011 (a), 2012 (b) et moyenne annuelle des deux années (c)	80
Fig. 38 : Pourcentages des familles du cortège floristique dans les sites 1 (Kherrarba) (a) et 2 (Tidda) (b).....	84
Fig. 39 : Pourcentage des familles fongiques inventoriées dans les sites 1 (Kherrarba) (a) et 2 (Tidda) (b)	97
Fig. 40 : Echantillons en herbier des champignons récoltés dans la région d'Ain Tarik	109
Fig. 41 : Résultats de l'enquête mycologique réalisée dans la région d'étude durant l'année 2012 (Ain Tarik, W. Relizane).....	110
Fig. 42 : Présentation d'un champignon comestible du genre <i>Agaricus</i> dans la forêt de Ramka (W. Relizane).....	110
Fig. 43 : L'effet de l'inoculation de <i>L. deliciosus</i> sur la partie aérienne des plants du chêne vert âgés de 13 mois cultivés en conditions gnotoxéniques dans une serre non climatisée.....	119
Fig. 44 : L'effet de l'inoculation de <i>L. deliciosus</i> sur le nombre des racines secondaires (a) et le poids frais de la partie racinaire (b) des plants du chêne vert, après 13 mois de culture en serre.	120
Fig. 45 : Taux de mycorhization (a) et indice de dépendance mycorhizienne (b) des plants du chêne vert inoculés par <i>L. deliciosus</i> , après 13 mois de culture en serre sur sol de Kherrarba (Ain Tarik)	120

Introduction Générale



Clicompt's.com

Le nombre estimé des champignons dans le monde entier est d'environ 140 000, 10 % seulement soit \approx 14 000 espèces sont connues (Wasser, 2002). Les mycètes font partie intégrante de la plupart des écosystèmes naturels, et contribuent à la redistribution des ressources alimentaires utilisées par l'ensemble des organismes du milieu. De nombreuses espèces fongiques ont un intérêt en nutrition et en santé humaine (Badalyan, 2012). Plus de 2000 espèces sont comestibles, et près de 700 espèces possèdent des propriétés pharmaceutiques intéressantes (Wasser, 2002). Sur le plan nutritionnel, les champignons forestiers comestibles sont riches en protéines et en fibres, pauvres en lipides et renferment des vitamines et des oligo-éléments importants (Barros *et al.*, 2007 ; Reis *et al.*, 2012).

Les écosystèmes forestiers regroupent une diversité d'espèces fongiques.

En Algérie, les forêts et les matorrals couvrent 4,1 millions d'hectares soit un taux de boisement de 16,4 % pour le Nord de l'Algérie et seulement 1,7 % si les régions sahariennes sont prises en considération. La forêt algérienne de type méditerranéen est localisée entièrement sur la partie septentrionale du pays et limitée au Sud par les monts de l'Atlas saharien. Elle est constituée par une variété d'essences appartenant à la flore méditerranéenne, leur développement est lié essentiellement au climat (Ferka Zazou, 2006 ; Terras, 2011).

Le faciès forestier change du Nord au Sud du pays, on peut distinguer deux principales zones bien différentes : le littoral et surtout les chaînes côtières (la Grande Kabylie, Béjaïa, Jijel, El Milia et El Kala). Ces régions sont bien arrosées, elles comportent les forêts les plus denses et les plus belles (le chêne liège et le chêne zéen). Les hautes plaines continentales, plus sèches représentées par les régions steppiques situées entre les chaînes côtières et l'Atlas saharien. Ces zones contiennent dans leurs parties accidentées de grands massifs de pin d'Alep et de chêne vert (Aurès, Djelfa et Saïda) (Oulmouhoub, 2005 ; Terras, 2011).

Peu de données sont actuellement disponibles sur les champignons forestiers en Algérie alors qu'ils peuvent constituer une source de revenus potentielle pour les populations locales (Nezzar-Hocine, 1998 ; Nezzar-Hocine *et al.*, 1996 a et b, 1998 a et b, 2002 ; Beddiar, 2002 ; Bouregba-Benazza et Fortas, 2011 ; Djelloul *et al.*, 2010 ; Djelloul, 2013).

Dans ce travail, nous nous sommes intéressés à l'étude écologique et taxonomique des champignons forestiers, leurs associations mycorhiziennes avec le chêne vert en conditions naturelles et à l'association mycorhizienne en conditions contrôlées entre le chêne vert et un basidiomycète ectomycorhizien comestible.

La première partie de notre travail présente une étude myco-écologique des champignons forestiers de la forêt Domaniale Oued Rhiou (Ain Tarik, Wilaya de Relizane). Au cours de cette étude nous avons effectué :

- Des prospections mycologiques pendant deux années successives afin d'inventorier les espèces fongiques ;
- Une étude pédoclimatique : température, précipitation et humidité relative et composition physico-chimique du sol dans deux sites d'étude ;
- Une enquête mycologique sur la comestibilité des champignons par les populations locales de la région d'Ain Tarik ;
- Un essai d'identification des espèces fongiques récoltées dans cette forêt ;
- Une description des ectomycorhizes naturelles du chêne vert.

Dans la seconde partie de notre travail, nous avons réalisé la synthèse mycorhizienne entre le chêne vert et le lactaire délicieux, en conditions contrôlées. Ce couple symbiotique a été choisi en raison de la dominance de deux partenaires de la symbiose dans cette forêt. Le chêne vert est une espèce mieux adaptée au climat méditerranéen, en particulier en régions semi-arides et arides où les conditions de xéricité sont sévères. Il régénère d'une façon naturelle sans l'intervention de l'homme et constitue une source importante de bois de chauffage et des glands pour les populations rurales. Le lactaire délicieux est un basidiomycète ectomycorhizien qui se trouve naturellement dans cette forêt. C'est dans la perspective d'introduire ce couple symbiotique par le biais de reboisements artificiels que nous avons entrepris notre recherche sur la mycorhization contrôlée de *Q. ilex* et *L. deliciosus*.

Pour réaliser ce travail :

- Des synthèses mycorhiziennes sont réalisées en conditions gnotoxéniques sur sol désinfecté. Les plants issus de la germination des glands de chêne vert sont cultivés en pots ouverts et inoculés avec une suspension de basidiospores issues de sporophores de *L. deliciosus* ;
- Des analyses statistiques sont effectuées pour estimer la croissance aérienne des plants de chêne vert ;
- Des examens macroscopiques et microscopiques des systèmes racinaires des plants inoculés sont effectués pour mettre en évidence la présence et la morphologie des ectomycorhizes obtenues et les comparer aux ectomycorhizes typiques décrites dans la littérature.

Chapitre I:

Synthèse Bibliographique



1. Les champignons dans les écosystèmes forestiers

Les **champignons** ou **mycètes** (du latin *fungus*, et du grec *sphongos* = éponge) sont classés dans le règne des *Fungi* (Lemoine et Claustres, 2002 ; Lüttge *et al.*, 2002 ; Gupta, 2004 ; Bouchet *et al.*, 2005 ; Breuil, 2009 ; Raven *et al.*, 2011 ; Falandysz et Borovička, 2013).

Ce sont des organismes eucaryotes caractérisés par une paroi cellulaire contenant la chitine constituée de résidus N-acétylglucosamine, polysaccharide présent surtout chez les insectes (Lemoine et Claustres, 2002 ; Breuil, 2009). Leur appareil végétatif est composé de filaments ou hyphes et leur reproduction sexuée et/ou asexuée (Alexopoulos *et al.*, 1996 ; Lüttge *et al.*, 2002 ; Breuil, 2009).

Les champignons sont hétérotrophes du point de vue métabolique, ils se nourrissent par résorption de la matière organique élaborée par d'autres organismes autotrophes. Ils sécrètent des enzymes dans le milieu qui digèrent les divers composés organiques qui les entourent et les réduisent en petites molécules solubles. Celles-ci diffusent à travers les parois de leurs hyphes (Carlile et Watkinson, 1994 ; Alexopoulos *et al.*, 1996 ; Redecker, 2002 ; Gupta, 2004). La grande majorité des champignons sont des organismes aérobies (Carlile et Watkinson, 1994).

Les champignons peuvent être subdivisés en champignons inférieurs et champignons supérieurs. Les champignons inférieurs ou les micromycètes sont unicellulaires et constituent un groupe hétérogène. Les champignons supérieurs ou les macromycètes sont divisés en deux groupes: les Ascomycètes et les Basidiomycètes (Davet, 1996 ; Burac, 2006 ; Thaug, 2007).

Notre étude mycologique expérimentale est consacrée aux macromycètes qui se caractérisent par la formation d'un organe fructifère visible à l'œil nu.

1.1. Organisation taxonomique des champignons

1.1.1. Classification classique

La classification des champignons a été constamment remaniée. Les champignons ont été classés sur la base de leur morphologie (Fries, 1821 ; Whittaker, 1969), selon leurs caractères phénotypiques (morphologiques et/ou biochimiques) (Guarro *et al.*, 1999 ; Taylor, 2000) et également selon leurs habitats, leurs localisations géographiques et leurs modes de vie (Taylor, 2000).

1.1.2. Classification phylogénétique

La classification phénotypique a été révisée et modifiée par la classification phylogénétique. L'avantage des analyses phylogénétiques est d'étudier les champignons à l'échelle de la spore mais aussi sur de très petites quantités d'ADN (les espèces réticentes à la culture). Leur principe est basé sur l'amplification sélective d'un gène ou un marqueur moléculaire fongique à l'aide d'amorces spécifiques des champignons, puis séquencé. Les résultats de séquençage permet la comparaison des organismes génétiquement proches (en considérant les régions variables) ou génétiquement distants (en s'intéressant aux régions plus conservées des gènes). Les séquences des gènes de différents organismes sont des outils utilisés pour construire des arbres phylogénétiques sur la base des liens de parenté moléculaire (Mischler et Brandon, 1987).

Selon Lecointre et Le Guyader (2001), la phylogénie moléculaire a démontré que les champignons étaient fondamentalement un groupe polyphylétique. Au sein des Eucaryotes, les champignons ne regroupent plus que les espèces à spores non mobiles, ainsi que le groupe unicellulaire et flagellé des chytridiomycètes (classé préalablement dans les protistes). Les Myxomycètes d'une part, les Oomycètes d'autre part, sont classés indépendamment des champignons au sens strict, mais sont de plus classés chacun dans un phylum indépendant.

La classification des champignons adoptée par des nombreux mycologues (James *et al.*, 2006 a et b) et la plus couramment utilisée est celle de Hibbett *et al.* (2007) (**Fig. 1**) dans laquelle le règne fongique peut être réparti en 8 embranchements: Microsporidies, Chytridiomycètes, Blastocladiomycètes, Néocallimastigomycètes, Zygomycètes, Gloméromycètes, Ascomycètes et Basidiomycètes. Tous ces embranchements sont monophylétiques à l'exception des zygomycètes qui sont polyphylétiques caractérisant par un taux de mutation très élevés.

Les blastocladiomycètes et les néocallimastigomycètes étaient auparavant réunis avec les chytridiomycètes, les microsporidies sont le groupe frère de tous les autres champignons, malgré que ce groupe ne soit pas considéré comme des vrais champignons. Les gloméromycètes, minuscule groupe de champignons étaient auparavant classés parmi les zygomycètes mais leur monophylie ont été démontré. Les ascomycètes et les basidiomycètes représentent la majorité des espèces de champignons décrites, soit environ de 67 000 espèces. Ces deux embranchements caractérisées par un stade dicaryotique, pour cette raison que elles sont réunis dans un sous-règne *Dikarya* (Lüttge *et al.*, 2002 ; Hibbett *et al.*, 2007 ; Breuil, 2009) (**Fig. 2 et Tableau 1**).

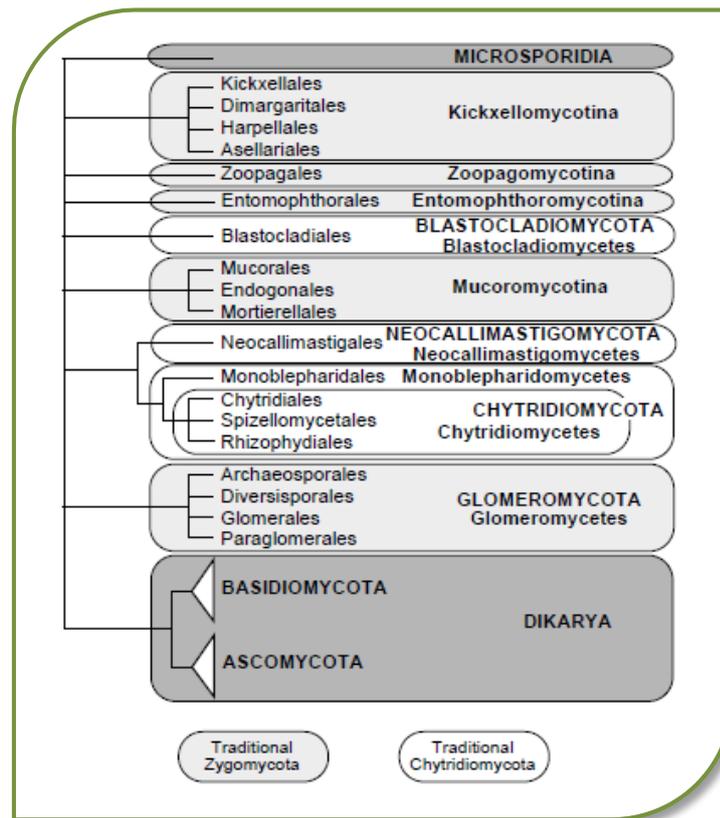


Fig. 1: Phylogénie et classification des champignons d'après Hibbett *et al.* (2007).

1.1.3. Caractéristiques du groupe Dikarya: les ascomycètes et les basidiomycètes

1.1.3.1. Ascomycètes

Les ascomycètes regroupent 45 000 espèces dont $\approx 75\%$ des champignons sont connus (Hawksworth, 1991 et 2001 ; Hibbett *et al.*, 2007) ; ils constituent la quasi-totalité des champignons capables de former des associations lichéniques.

Les ascomycètes comprennent de nombreux champignons en forme de coupe (Pezizes), d'autres présentant un intérêt économiquement important comme les morilles et les truffes. Certains ascomycètes produisent des toxines qui peuvent contaminer les aliments (mycotoxines) ou causer des maladies pulmonaires comme coccidioïmycose (*coccidioides immitis*), aspergillose (*Aspergillus*) ou des maladies cutanées (*Dermatophytes*). Ainsi, plusieurs maladies affectant les plantes, comme les oïdiums, sont provoqués par les ascomycètes (Breuil, 2009 ; Clesse, 2011 ; Raven *et al.*, 2011).

Les ascomycètes se reproduisent de façon asexuée et sexuée (**Fig. 3a**)

- **Leur reproduction asexuée** est assurée par des spores haploïdes (conidies) qui se forment à l'extrémité d'hyphes modifiées appelées « conidiophores ». Les conidies permettent une colonisation rapide d'une nouvelle source de nourriture, elles sont souvent plurinucléées (Lüttge *et al.*, 2002 ; Breuil, 2009 ; Raven *et al.*, 2011).
- **Leur reproduction sexuée se déroule dans asque**, elle se déclenche dans certaines conditions environnementales, des hyphes de polarité opposée croissent l'un vers l'autre et chaque type produit une cellule terminale de grande taille plurinucléées (gamétange). Les deux gamétanges (anthéridie ♂ / ascogone ♀) fusionnent par l'intermédiaire d'un trichogyne (organe récepteur tubulaire femelle) les noyaux de l'anthéridie rejoignent l'ascogone en passant par le trichogyne et les noyaux de type sexué opposé s'associent par deux. L'ascogone produit des hyphes dicaryotiques cloisonnés qui sont incorporées dans une structure complexe appelées ascocarpe. Les cellules à l'extrémité des hyphes dicaryotiques se dilatent et forment une structure d'un asque. La caryogamie a lieu dans les asques puis les noyaux diploïdes subissent une méiose suivie d'une mitose pour donner à la fin 8 noyaux haploïdes. Ces noyaux sont incorporés dans les ascospores qui sont souvent disposées en ligne (Lüttge *et al.*, 2002 ; Breuil, 2009 ; Raven *et al.*, 2011).

1.1.3.2. Basidiomycètes

Les Basidiomycète regroupent 22 000 espèces décrites (Raven *et al.*, 2011). Les basidiomycètes macroscopiques comprennent des champignons à chapeau comestibles ou vénéneux, saprophytes ou symbiotiques de plantes (ectomycorhiziens). Ils regroupent aussi des champignons phytopathogènes comme ceux responsables des rouilles et des charbons (Breuil, 2009).

Ils se reproduisent généralement par voie sexuée

- **Leur reproduction sexuée implique des basides** : chez la plupart des champignons basidiomycètes à chapeau (**Fig. 3b**), les spores haploïdes germent et forment des mycéliums homocaryotiques. Ces mycélium des différents types sexués sont attirés l'un vers l'autre puis fusionnent (plasmogamie) et forment des hyphes dicaryotiques. Ces hyphes poussent et se ramifient en formant un mycélium développé dans le sol pour donner à la fin une fructification de champignon connue sous le nom de « sporophore » ou « basidiocarpe ». À l'intérieur du sporophore des cellules en massue forment à l'extrémité des hyphes dicaryotique « basides ». Dans les basides les noyaux haploïdes fusionnent « caryogamie » pour donner un noyau diploïde qui subit une méiose pour donner 4 noyaux haploïdes. Les 4 noyaux haploïdes sont incorporés à

des basidiospores. Le plus souvent les basidiospores naissent à l'extrémité de la baside sur des petites protubérances appelées « stérigmates » (Lüttge *et al.*, 2002 ; Breuil, 2009 ; Clesse, 2011 ; Raven *et al.*, 2011).

Le mycélium dicaryotique d'un champignon basidiomycète pousse dans toutes les directions à partir de la zone où la plasmogamie et forme un cercle de champignon appelé « rond de sorcière » à la périphérie de croissance.

- De nombreux champignons basidiomycètes ne reproduisent pas par la voie asexuée bien que certaines espèces produisent des spores asexuées (conidies) (Lüttge *et al.*, 2002 ; Raven *et al.*, 2011).

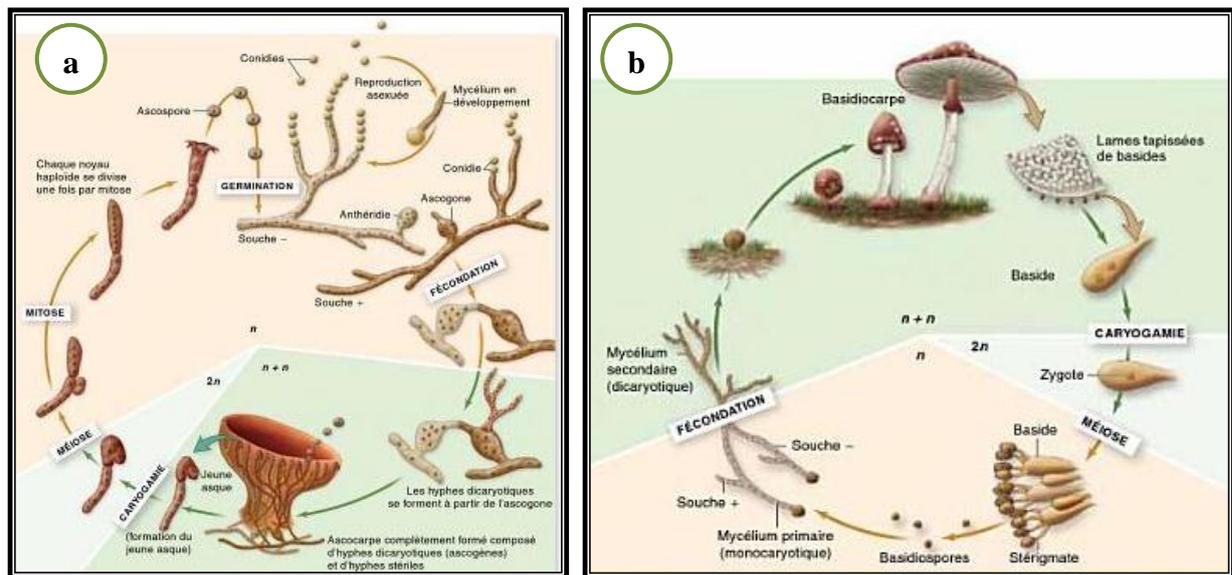


Fig. 3: Cycle de développement d'un champignon supérieur (Raven *et al.*, 2011).

(a) : Ascomycète. (b) : Basidiomycète.

1.2. Modes de vie des champignons forestiers

Les champignons sont des organismes hétérotrophes, ils sont répartis en 3 catégories selon leur mode de nutrition: les saprophytes, les parasites et les symbiotiques (Fig. 4).

1.2.1. Saprophytes

Les champignons saprophytes se nourrissent en dégradant les matières organiques mortes d'origine végétale (feuilles et débris végétaux) ou animale (cadavres), ils représentent la majorité des macromycètes (Senn-Irlet *et al.*, 2012) (Fig. 4a). Selon le substrat qu'ils décomposent, il existe plusieurs types de champignons saprophytes : **humicoles** (décomposant la matière organique du sol), **lignicoles** (décomposent la matière organique du bois mort), **les saprophytes de la litière** (décomposant les feuilles mortes, brindilles et autres débris végétaux), **herbicoles**

(sur les plantes herbacées), **fongicoles** (sur d'autres champignons), et enfin **coprophiles** (vivant sur les excréments) (Moreau *et al.*, 2002).

La décomposition du bois mort et des débris végétaux fait intervenir une succession d'espèces saprophytes spécialisées dans la dégradation des glucides et des hydrates de carbone facilement hydrolysables, de la cellulose et hémicellulose et de la lignine. Cette spécificité découle principalement de la nature biochimique des enzymes qu'ils sont capables de synthétiser (Durrieu, 1993 ; Lutzoni *et al.*, 2004).

1.2.2. Parasites

Les champignons parasites se nourrissent à partir de la matière vivante animale ou végétale (**Fig. 4b**). Environ de 20% des espèces des champignons connues sont capables de parasitisme. Selon le substrat parasité, on distingue **les parasites biotrophes** survivant sur des organismes vivants et **les parasites nécrotrophes** survivant en saprophytes sur l'hôte parasité après sa mort (Sicard et Lamoureux, 2006).

Chez certains champignons, la distinction entre les saprophytes et les parasites est parfois difficile car ils mènent les deux modes de vie c'est le cas du polypore amadouvier et de l'armillaire couleur de miel, qui peuvent parasiter les parties vivantes de l'arbre puis continuer à vivre en saprophytes sur l'arbre mort. Certains champignons parasites sont responsables de diverses pathologies chez l'homme, les animaux, les plantes et même les champignons (Moreau *et al.*, 2002 ; Lutzoni *et al.*, 2004 ; Senn-Irlet *et al.*, 2012).

1.2.3. Symbiotique

Les champignons mutualistes ou symbiotiques établissent des associations à bénéfice réciproque avec d'autres organismes qui peuvent être soit des végétaux supérieurs (mycorhizes), des insectes (termites-champignons), des algues ou des cyanobactéries (lichens).

1.2.3.1. Mycorhizes

La symbiose mycorhizienne représente la symbiose la plus répandue à l'échelle planétaire (Smith et Read, 1997 et 2008). Cette association établie entre un champignon et les racines des végétaux supérieurs a un rôle primordial dans la dynamique et la survie des écosystèmes forestiers (**Fig. 4c**). Schématiquement, le champignon favorise la nutrition hydrominérale du végétal qui en retour alimente le métabolisme carboné du champignon et le protège physiquement (Smith et Read, 2008 ; Senn-Irlet *et al.*, 2012).

Les mycorhizes sont très sensibles aux pluies acides et aux pratiques sylvicoles : traitements chimiques, tassement du sol, mécanisation, engrais minéraux qui provoquent leur disparition

(Courtecuisse, 2000). Les associations mycorhiziennes seront détaillées dans la 2^{ème} partie de la synthèse bibliographique.

1.2.3.2. Champignons associés aux termites

Les **termites** sont des insectes sociaux, repartis en castes fonctionnelles bien définies (ouvriers, soldats et reproducteurs) se nourrissant de toutes sortes de matériaux à base de cellulose (Uva, 2002 ; Zaremski *et al.*, 2009).

Les termites (ou les fourmis blanches) sont les seuls appartenant à l'ordre des Isoptères, ils comptent \approx 281 genres et 2 600 espèces (Kambhampati et Eggleton, 2000, Eggleton, 2011) qui sont répartis dans 7 familles dont 6 appartiennent aux termites inférieurs ou primitifs (*Mastotermitidae*, *Hodotermitidae*, *Termopsidae*, *Kalotermitidae*, *Rhinotermitidae* et *Serritermitidae*) qui possèdent dans leur tube digestif une faune de protozoaires flagellés spécifiques. La 7^{ème} famille représentant 75% (1800 espèces connues), regroupe les termites supérieurs ou évolués (*Termitidae*) caractérisée par la perte des flagellés symbiotiques et une organisation sociale plus élevée (Kutnik et Bagnères, 2005 ; Eggleton, 2006 ; Lefebvre, 2008).

Selon leur régime alimentaire, on distingue les termites xylophages, humivores et champignonnistes. Ces derniers ont la particularité d'établir une symbiose avec un champignon supérieur basidiomycète du genre *Termitomyces* (Rouland-Lefevre et Bignell, 2001 ; Rouland-Lefevre *et al.*, 2006 ; Zaremski *et al.*, 2009 ; Lefebvre, 2008 ; Eggleton, 2011).

Les termites champignonnistes appartiennent à la sous-famille *Macrotermitinae* abondants surtout dans les écosystèmes africains et asiatiques (Eggleton, 2000 ; Bignell, 2006). Ils mâchent et avalent les débris végétaux puis l'expulsent assez vite par l'anus (contrairement aux autres termites qui digèrent la cellulose et la lignine). Ces pseudo-fèces sont ensuite tassées en petites formations spongieuses de la taille d'une petite tomate que l'on « appelle meules à champignons », c'est sur elles que va croître le mycélium du champignon. Ce dernier dégrade progressivement la cellulose et la lignine en molécules plus simples et produit un compost fongique assimilable par les termites (Zaremski *et al.*, 2009 ; Guedegbe, 2008 ; Bignell, 2006 ; Rouland-Lefevre *et al.*, 2006). Cette association symbiotique favorise pour le développement des *Termitomyces* (Fadel, 2008) et de leurs carpophores lors des saisons pluvieuses (Bignell, 2006 ; Rouland-Lefevre *et al.*, 2006 ; Guedegbe, 2008) (**Fig. 4d**).

Les termitières peuvent mesurer jusqu'à 6m de hauteur et 3m de diamètre, leur forme et leur architecture interne est très complexe (Duboisset et Seignobos, 2005 ; Nabors, 2008 ; Guedegbe, 2008).



Fig. 4 : Quelques exemples de champignons selon leur mode de vie. (a) : Hypholome doux (*Hypholoma capnoides*) espèce saprophyte fructifiant en troupes denses sur les vieilles d'arbres (Sicard et Lamoureux, 2006). **(b) :** Polypore allume-feu (forme *fomentarius*), espèce parasite d'arbres (Sicard et Lamoureux, 2006). **(c) :** Fructification d'une souche japonaise de *Rhizopogon roseolus* sous *Pinus radiata*, Nouvelle-Zélande (Wang *et al.*, 2012). **(d) :** *Termitomyces striatus* en association obligatoire avec les termites sur une termitière épigée (Eyi Ndong *et al.*, 2011).

1.2.3.3. Lichens

Les lichens sont des associations entre un champignon (le **mycobionte**) et une algue ou une cyanobactérie (le **photobionte**) (Moreau *et al.*, 2002 ; Vust et Arx, 2006). 23 genres d'algues et 15 de cyanobactéries forment des lichens (Lüttge, 2002 ; Fortin, 2006). Environ 98% des champignons des lichens sont des ascomycètes ; les 2% restants sont des basidiomycètes (Nabors, 2008).



Fig. 5 : Structure du lichen, le thalle est constitué par l'imbrication des filaments du champignon et des cellules de l'algue (Fortin, 2006).

L'algue grâce à la chlorophylle fournit la matière organique nécessaire aux deux partenaires et le champignon approvisionne le couple en eau et en sels minéraux. Il existe entre 13 500 à 30 000 espèces de lichens (Nabors, 2008). Le corps d'un lichen, est appelé thalle, le champignon présente la plus grande partie de ce corps mais entre leur filament se trouvent des cyanobactéries, des algues et parfois les deux. Des filaments spécialisés pénètrent dans les cellules photosynthétiques ou les enveloppent et transfèrent directement les nutriments aux champignons. Ces derniers sont incapables de se développer normalement sans leurs partenaires photosynthétiques et ils les protègent contre la lumière intense et la dessiccation. Le lichen est donc une association obligée (A. F. L., 2011 ; Raven *et al.*, 2011) (**Fig. 5**).

On distingue trois principaux types de lichens selon la forme de leur thalle : les lichens crustacés, les lichens foliacés et les lichens fruticuleux (**Fig. 6**).

Les lichens peuvent coloniser, comme plantes pionnières, des milieux extrêmes (forte tolérance à la déshydratation au froid et à la chaleur) (Bricaud, 2006 ; A. F. L., 2011) : colonisent les déserts arides, les roches en haute montagne jusqu'à 7 300 m d'altitude et l'Antarctique, la

tundra arctique (Lüttge, 2002). On les rencontre aussi en forêts humides sur les troncs des arbres et les sols forestiers (Nabors, 2008).

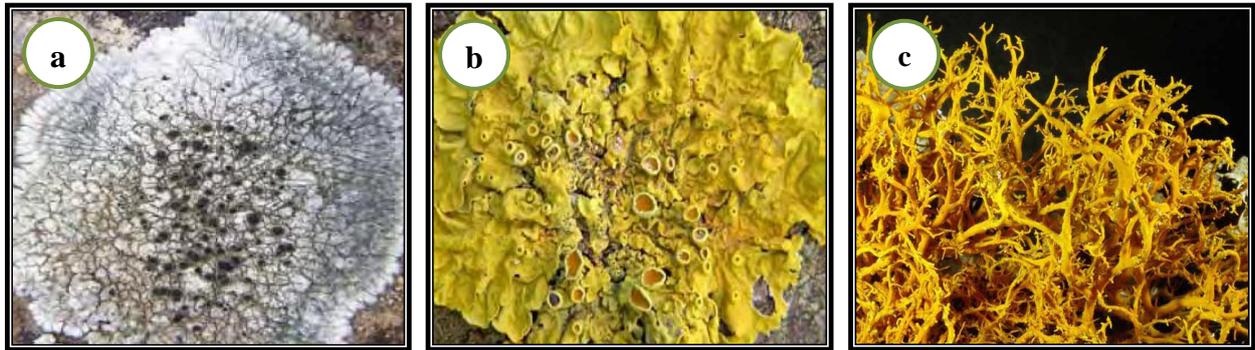


Fig. 6 : Principaux types des lichens (A. F. L., 2011). (a): Lichens crustacés *Aspicilia radiosa* forment une croûte qui colle fortement à son substrat. (b): Lichens foliacés *Xanthoria parietina*, thalle en forme de feuilles ou de lames adhérant peu au support et s'en sépare facilement. (c) : Lichens fruticuleux *Teloschistes flavica*, aspect d'un petit arbre fixé par un petit point de contact.

Les lichens sont sensibles à la pollution de l'air (SO₂) d'où leur utilisation comme des bioindicateurs de pollution. Ils ont en effet la faculté d'emmagasiner des composés minéraux, des substances polluantes dont leur accumulation permet d'identifier les sources de pollution afin d'envisager des aménagements (Lüttge, 2002 ; Bricaud, 2006 ; Nabors, 2008 ; A. F. L., 2011 ; Raven *et al.*, 2011). Les lichens peuvent augmenter la fertilité des sols grâce à l'azote fixé par les cyanobactéries.

De nombreuses espèces de lichens sont consommées par les animaux, voire par l'humain en Asie, en Europe et en Amérique du Nord. D'autres entrent dans la fabrication de produits cosmétiques (parfums, colorants) et pharmaceutiques (antibiotiques et anti-inflammatoires). (Lüttge, 2002 ; Fortin, 2006 ; Nabors, 2008 ; A. F. L., 2011).

1.3. Identification des champignons forestiers

L'identification d'un champignon n'est pas une démarche aisée, elle nécessite des connaissances en Mycologie et des caractéristiques essentielles de chaque groupe de champignon. Le champignon comprend la partie végétative « **mycélium** » et la partie reproductrice « **sporophore** ». Le mycélium constitue la partie invisible se trouvant dans le sol et humus ou associé à des racines fines des plantes s'il est mycorhizien, par contre le sporophore est érigé donc visible à l'œil nu sur le sol (certains champignons sont hypogés comme les truffes) et se reproduit par libération des milliards des spores (Gévry *et al.*, 2009 ; Gévry, 2008, 2010 et 2011).

1.3.1. Méthodes classiques

L'approche classique de l'identification des champignons est basée sur les caractères macroscopiques, microscopiques et organoleptiques des sporophores.

1.3.1.1. Caractères macroscopiques

Pour étudier les caractères macroscopiques du champignon (**Fig. 7**), on décrit les composantes suivantes :

- **Hyménophore** : partie fertile du champignon où se trouvent les spores, elle peut présenter des lames, des pores ou des aiguillons ainsi on distingue :

Les champignons à lames, portant des lamelles et lamellules intermédiaires : description de la forme, couleur et type d'insertion au pied. La forme de l'arête, son intégrité, sa couleur et éventuellement les changements de couleur au froissement ou à la dessiccation (**Annexe 1**) (Roger, 1981 ; Romagnesi, 1995 ; Gévry *et al.*, 2009 ; Bâ *et al.*, 2011 ; Eyi Ndong *et al.*, 2011).

Les champignons à aiguillons à pores, la densité des pores, leur forme, la couleur de la face des tubes ; l'insertion vue en coupe ainsi que le changement de la couleur au froissement ou à la dessiccation (**Annexe 1**).

- **Chapeau** : forme (convexe, conique, ombiliqué...), hauteur et diamètre, couleur, marge (lisse, enroulée, onduleuse...), le revêtement et la topographie du chapeau (écailleux, granuleux, fibrilleux...) (**Annexe 1**) (Roger, 1981 ; Romagnesi, 1995 ; Gévry *et al.*, 2009 ; Bâ *et al.*, 2011 ; Eyi Ndong *et al.*, 2011).
- **Pied ou stipe** : forme, couleur, longueur, diamètre (à la base, au milieu et au sommet si sa forme est variable), consistance, la présence d'anneau et son emplacement, présence d'éléments détersiles provenant du voile général ou du voile partiel, mode d'attachement au chapeau, structure interne et revêtement (**Annexe 1**) (Roger, 1981 ; Romagnesi, 1995 ; Gévry *et al.*, 2009 ; Bâ *et al.*, 2011 ; Eyi Ndong *et al.*, 2011).
- **Chair** : couleur, consistance et texture (Roger, 1981 ; Romagnesi, 1995 ; Gévry *et al.*, 2009 ; Bâ *et al.*, 2011 ; Eyi Ndong *et al.*, 2011).

1.3.1.2. Caractères microscopiques

La détermination microscopique des champignons porte sur le diamètre des spores (longueur et largeur), forme, couleur et ornementation. D'autres observations microscopiques sont effectuées sur la chair, le stipe et l'hyménium (Romagnesi, 1995 ; Eyi Ndong *et al.*, 2011).

1.3.1.3. Caractères organoleptiques

- **Odeur et goût** : caractères difficiles à déterminer, le goût d'un champignon peut être neutre, doux à âcre, piquant, acide...etc. ainsi l'odeur peut parfois être surprenante: ail, agrumes, amande, anis, cannelle, chlore, érable, farine, fétide... etc. (Roger, 1981 ; Romagnesi, 1995 ; Eyi Ndong *et al.*, 2011).

1.3.1.4. Autres caractères

- **Latex** : certains champignons comme les Lactaires présentent un lait après leur coupe ou froissement. La couleur, le goût, la viscosité et l'abondance de ce lait sont des caractères importants pour déterminer une espèce (Roger, 1981 ; Eyi Ndong *et al.*, 2011).
- **Sporée** : la couleur des spores peut être révélée facilement par réalisation d'une sporée, la couleur des spores constitue un des caractères les plus importants pour l'identification des espèces (Roger, 1981 ; Eyi Ndong *et al.*, 2011).

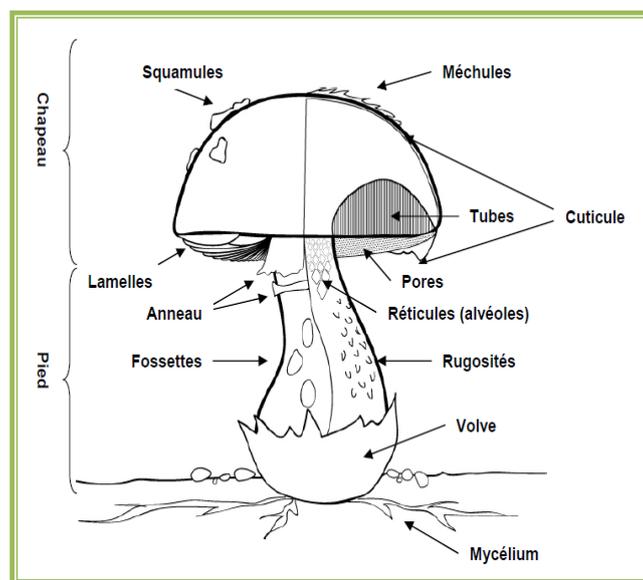


Fig. 7: Présentation morphologique d'un champignon basidiomycète (Gévry, 2008).

1.3.2. Méthodes moléculaires

Différentes techniques de biologie moléculaire basées sur l'analyse de l'ADNr ont été développées ces dernières années. Ces techniques permettent d'étudier la structure des populations fongiques surtout dans le cas des champignons ectomycorhiziens (Kernaghan, 2001 ; Gagné, 2005 ; Landeweert *et al.*, 2005 ; Suz *et al.*, 2008 ; Bâ *et al.*, 2011 ; Eyi Ndong *et al.*, 2011 ; Taiana, 2011 ; Smith et Bonito, 2012 ; Zambonelli *et al.*, 2012).

Les principales techniques connues reposent sur le principe de réaction de polymérisation en chaîne (PCR = Polymerase Chain Reaction). La technique PCR est utilisée pour amplifier

différentes parties du génome en ayant pour cibles l'ADN total, l'ADNr nucléaire ou l'ADNr mitochondrial. L'analyse moléculaire de l'ADN est effectuée par de nombreuses techniques comme : la RFLP (Random Fragment Length Polymorphism ou Polymorphisme de longueur des fragments de restriction), l'AFLP (Amplified Fragment Length Polymorphism ou Polymorphisme amplifié de longueur des fragments), la RAPD (Random Amplified Polymorphic DNA ou Amplification aléatoire d'ADN polymorphe) et SSR (Simple Sequence Repeats ou microsatellites) (Redecker *et al.*, 2001 ; Zhou *et al.*, 2001).

1.4. Exploitation des champignons forestiers

1.4.1. Mycothérapie et l'utilisation des champignons forestiers en médecine traditionnelle

La mycothérapie ou soins par les champignons est une des branches essentielles de la phytothérapie extrême-orientale (Haimed *et al.*, 2006). Les champignons sont très appréciés partout dans le monde pour sa valeur nutritionnelle et leurs propriétés pharmaceutiques (Wasser et Weis, 1999). Ils sont également utilisés comme additifs alimentaires fonctionnels en raison de leurs effets synergiques et de leurs composés bioactifs. Les anciennes civilisations (les grecs, égyptiens, romains, chinois, japonais et mexicains) les estimaient pour leurs vertus thérapeutiques et médicinales et les utilisent même dans les rites religieux (Denisova, 2001; Guzman, 2008). Les champignons médicinaux semblent posséder 126 effets thérapeutiques (Wasser, 2010).

La mycothérapie est utilisée en Chine surtout pour ses nombreux remèdes, souvent de longue vie (Wasser et Weis, 1999). De nombreux travaux effectués *in vitro* et *in vivo* rapportent l'efficacité de ces champignons et leurs mécanismes d'action dans l'organisme. Selon Ling *et al.* (1990), *Collybia velutipes* renferme un facteur protecteur contre l'augmentation du cholestérol dans le sérum et favorise la formation de l'hémoglobine chez les rats. Halaouli *et al.* (2006) ont montré leurs propriétés antioxydantes qui intéressent les industries agro-alimentaires (complément alimentaire) et pharmaceutiques. Ces propriétés ont aussi été rapportées par Shi *et al.* (2002) chez *Ganoderma lucidum* et *Agaricus bisporus* (champignon de couche) et par Lakshmik *et al.* (2004) chez *Phellinus rimosus*, *Pleurotus florida*, *Pleurotus sajor-caju*, et *Ganoderma lucidum*.

Takaku *et al.* (2001) ont signalé que l'utilisation d'*Agaricus brasiliensis* par 300 000-500 000 individus dans le monde pourrait être un moyen de prévention contre les cancers ou un adjuvant aux médicaments de la chimiothérapie après la disparition du cancer maligne.

Les champignons sont largement utilisés dans le domaine médical: antibiothérapie, oncologie, parasitologie, cardiologie, dermatologie, endocrinologie, diabétologie, gastroentérologie, gynécologie, hématologie, neuropsychiatrie, pneumologie, oto-rhino-laryngologie, traumatologie, urologie, vénérologie etc. (Wasser, 2002 ; Ferreira *et al.*, 2007 ;

Fortas et Dib-Bellahouel, 2007 ; Neggaz, 2010 ; Dib-Bellahouel et Fortas, 2011 ; Palacios *et al.*, 2011 ; Dib-Bellahouel, 2012 ; Neggaz *et al.*, 2012 ; Neggaz et Fortas, 2013).

1.4.2. Culture des champignons sauvages comestibles

Le nombre de champignons qui peuvent être cultivés est \approx 100 espèces (Boa, 2006). La plupart sont des saprophytes tels que le champignon de Paris (*Agaricus bisporus*), les pleurotes (*Pleurotus ostreatus*), le shiitaké (*Lentinula edodes*), l'oreille de Judas (*Auricularia auricula-judae*), la pholiote du peuplier (*Agrocybe cylindracea*), la strophaire (*Stropharia rugosoannulata*), des coprins (*Coprinus comatus*), la volvaire asiatique (*Volvariella volvacea*), la pholiote asiatique (*Pholiota nameko*) et de nouvelles espèces récemment introduites à grandes échelles (*Flammulina velutipes*, *Lepista nuda*) (Fig. 8). Les principales espèces sont cultivées sur une variété de substrats organiques, incluant les déchets de la production de coton et de café. Les industries de champignons utilisent des technologies qui sont bien établies et maîtrisées dans de nombreux pays (Blandeau, 2012).



Fig. 8: Quelques exemples de culture des champignons saprophytes comestibles par excellence (Anonyme 4). (a) : Champignons de Paris (*Agaricus bisporus*). (b) : Pleurotes (*Pleurotus ostreatus*). (c) : Shiitaké (*Lentinula edodes*).

La culture de champignons en Afrique (Mshigeni et Chang, 2000 *in* Boa, 2006), Mexique (Martinez-Carrera *et al.*, 2001) et d'Amazonie au Brésil intéresse ces pays du point de vue économique et alimentaire. La culture à petite échelle a lieu partout en Chine et pourrait fournir un modèle approprié pour le transfert de technologie. La culture du champignon de paille (*Volvariella volvacea*) est intégrée avec la production de riz au Viêt Nam (Boa, 2006).

Aux U. S. A. (Pennsylvanie et Californie) sont les plus grands producteurs de champignons comestibles. La production annuelle est $>$ 2,2 milliard de kg, soit un marché \approx 1 milliard de dollars (Nabors, 2008).

Les champignons ectomycorhiziens peuvent aussi être cultivés par inoculation des arbres avec un champignon naturellement adapté (truffe, lactaires, bolets) qui s'associe avec les racines et forme des ectomycorhizes. La maîtrise de la mycorhization contrôlée (champignon / arbre)

assure une production durable des sporophores, cette production, offre des perspectives économiques parfois supérieures à celles procurées par l'exploitation du bois (Hall et Wang 1998 ; Guerin-Laguette *et al.*, 2000, 2003 ; Blandeau, 2012).

1.4.3. Conservation des champignons sauvages comestibles

Les champignons sont généralement consommés frais pour garder leur arôme et leur consistance qui les rendent agréables à croquer mais ils peuvent aussi être conservés par différents procédés.

1.4.3.1. Conservation par dessiccation (séchage)

Le séchage des champignons est le mode de conservation le plus ancien et le plus simple, il permet de réduire la teneur en eau du champignon de 80 - 90% (à l'état frais) à 10% (à l'état sec) et conserver le champignon pendant une longue durée (Romagnesi, 1995 ; Deconchat et Polese, 2002 ; Lamaison et Polese, 2005 ; Gévry *et al.*, 2009).

Dans certains cas, le séchage modifie ou affaiblit le goût du champignon et concentre l'arôme. La dessiccation convient particulièrement aux champignons à chair mince comme le marasme des oréades, les espèces les plus charnues, comme les cèpes (bolet) et les girolles qui sont découpés avant leur séchage (Lamaison et Polese, 2005 ; Deconchat et Polese, 2002 ; Gévry *et al.*, 2009 ; Blandeau, 2012).



Fig. 9: Nettoyage et séchage des champignons. (a) : Nettoyage de champignons avec soin (Deconchat et Polese, 2002). (b) : Séchage des champignons (Lamaison et Polese, 2005) ; (b1) : Tranches minces des champignons étalées sur une grille ; (b2 et b3) : Morilles préparés pour être séchés en chapelet sur un fil puis conservés dans des bocaux hermétiques pour un séchage optimal.

Après leur nettoyage à l'aide d'une brosse (éliminer tous débris végétaux et de sols), les champignons sont déposés à l'ombre dans un endroit bien aéré ou séchés dans un déshydrateur alimentaire. Les petites espèces sont séchées entières mais les grosses sont découpées en tranches minces de 3mm d'épaisseur dans le sens de la longueur et étalées sur des claies.

Lorsque les champignons sont bien secs, ils sont conservés dans des bocaux ou des boîtes hermétiques, bien séchés ils se conservent durant des années, sans perdre leur arôme en vieillissant (Fig. 9).

1.4.3.2. Conservation par congélation

Certains champignons, comme les chanterelles se réhydratent difficilement et se conservent mieux si on les congèle. La congélation est un procédé pratique et rapide de conservation, elle ne doit être appliquée qu'à des champignons jeunes à chair ferme.

Il est déconseillé de congeler les champignons crus. Pour optimiser leur conservation, il est préférable après nettoyage préalable, de les faire cuire à feu vif dans une casserole quelques minutes (blanchir les champignons). Ensuite ils sont égouttés dans une passoire et conservés dans des sacs de congélation (Lamaison et Polese, 2005 ; Deconchat et Polese, 2002 ; Gévry *et al.*, 2009 ; Blandeau, 2012).

1.4.3.3. Conservation par une transformation en marinade

Les cèpes, les chanterelles, les lactaires et les pieds-de-mouton sont des champignons à chair ferme qui peuvent se conserver très bien dans l'huile. Après leur blanchiment dans l'eau bouillante assaisonnée de vinaigre et de sel pendant 10min, ils sont soigneusement égouttés et séchés pendant 6h, déposés dans des bocaux hermétiques et recouverts d'huile d'olive aromatisé (thym, laurier et quelques graines de poivre). Afin d'assurer plus longtemps leur conservation (durée < 6 mois), les bocaux sont stérilisés 20 min à 150°C et conservés à l'abri de la lumière, de la chaleur et de l'humidité (Fig. 10) ; cette méthode n'est pas recommandée à grande échelle dans le commerce (Romagnesi, 1995 ; Deconchat et Polese, 2002 ; Lamaison et Polese, 2005 ; Gévry *et al.*, 2009).



Fig. 10: Conservation des cèpes (bolets) dans l'huile d'olive (Deconchat et Polese, 2002).

1.4.4. Champignons forestiers et la pollution environnementale

Les champignons accumulent à des degrés divers de nombreuses substances d'origine naturelle ou industrielle. Chaque espèce a son propre métabolisme, son propre coefficient de fixation et de concentration pour chaque substance (Kalac et Svoboda, 2000 ; Reichl *et al.*, 2004 ; Viala et Botta, 2005 ; Falandysz, 2010 ; Falandysz et Borovička, 2013). Les espèces parasites vivant aux dépens des végétaux supérieurs sont les moins concernées par ces pollutions. A l'inverse, les espèces mycorhiziennes puisent de grandes quantités d'éléments minéraux dans les sols et sont donc les plus affectées (Danel et Barriot, 1999 ; Viala et Botta, 2005).

Les champignons sont des bioindicateurs de la pollution environnementale (Borovička *et al.*, 2006 ; Kojta *et al.*, 2012 ; Falandysz *et al.*, 2012 a). Ils peuvent donner des informations sur les taux de radioéléments et de métaux lourds dans les zones polluées par des accidents nucléaires ou par les activités urbaines et industrielles. La rétention dans le sporophore de ces éléments est obtenue par chélation, grâce à des systèmes liants utilisant des fonctions spécifiques, il est à noter que la connaissance des mécanismes de transport des métaux du mycélium vers le sporophore reste limitée (Goodell *et al.*, 1997 ; Danel et Barriot, 1999 ; Gray, 1998).

Les substances accumulées par les champignons et dangereux pour l'homme sont les métaux lourds (plomb, mercure, cadmium, arsenic) et les éléments radioactifs.

- **Plomb (Pb)** : polluant le plus connu (sous forme de plomb tétraéthyle le long des chemins) devenant extrêmement dangereux (intoxication due au plomb) après une période d'accumulation dans l'organisme au cours de consommation des champignons contaminés comme le coprin chevelu *Coprinus comatus*, l'agaric champêtre *Agaricus campestris* et le pied bleu *Lepista nuda*. (Viala et Botta, 2005 ; Falandysz et Borovička, 2013).
- **Mercure (Hg)**, métal liquide à température ordinaire, il est présent dans de nombreux antifongiques destinés à l'agriculture et dans d'autres activités industrielles. Sa forme métallique est inassimilable, mais devient redoutable sous forme de méthyl-mercure. Ce produit liposoluble se fixe facilement dans le cerveau, le foie, les muscles et les os. Il se concentre dans certaines espèces comestibles : *Boletus edulis*, *Calocybe gambosa*, *Amanita rubescens*, *Marasmius oreades*, *Coprinus comatus* et dans tous les agarics, notamment *Agaric campester* à $\approx 6\text{mg/kg}$ (Reichl *et al.*, 2004; Viala et Botta, 2005 ; Falandysz et Bielawski, 2007 ; Falandysz, 2010 ; Falandysz *et al.*, 2001, 2002 a, b, c, d, 2004, 2007, 2012 b, c, d, 2013).
- **Cadmium (Cd)** : métal lourd dangereux, fortement concentré chez les champignons (ne pas récolter dans des décharges abandonnées où l'on trouvera des accumulateurs cadmium-nickel, peintures, etc.) C'est un toxique cumulatif passant dans le sang, il s'accumule dans le foie, les os et les reins, son élimination est très lente. Le genre *Agaricus* détient le pouvoir concentrateur le

plus remarquable jusqu'à 3mg/kg (*Agaricus arvensis*) (Reichl *et al.*, 2004 ; Viala et Botta, 2005 ; Falandysz et Borovička, 2013).

- **Arsenic (As)** : son accumulation est rare chez les champignons, il est souvent converti en dérivés moins toxiques et parfois combiné à la bêtaïne, il devient inoffensif. Le laccaire améthyste (*Laccaria amethystina*) et les agarics ont une certaine affinité pour l'arsenic (Byrne *et al.*, 1995 ; Viala et Botta, 2005 ; Falandysz et Borovička, 2013).

▪ **Éléments radioactifs**

Depuis 1980, de nombreuses études ont été effectuées sur les quantités de radionucléides présentes dans les champignons en particulier après l'accident de Tchernobyl (26 avril 1986) (Bakken et Olsen 1990; Tsvetnova et Shcheglov 1994 ; Dahlberg *et al.*, 1997 ; Kirchner et Daillant, 1998 ; Rühm *et al.*, 1997 ; Skwarzec et Jakusik 2003 ; Strandberg, 2004 ; Baeza *et al.* 2004 a, b ; Kostianen, 2007 ; Vaartamaa *et al.* 2009 ; Mietelski *et al.*, 2002, 2010 ; Taira *et al.*, 2011; Castro *et al.*, 2012).

De nombreux pays d'Europe du Nord ont été touchés par les rejets de grandes quantités de radioéléments dans l'atmosphère tels que l'iode (^{131}I), le césium 134 (^{134}Cs) et césium 137 (^{137}Cs) (Moll et Moll, 2002). Ce dernier est caractérisé par une durée de demi-vie relativement longue (≈ 30 ans). Les mesures de radioactivité ont montré de forts taux de ^{137}Cs dans certains champignons des forêts européennes. Ceci montre d'une part, la propriété de certains champignons à refléter la pollution par le ^{137}Cs de son environnement naturel et d'autre part, leur capacité à stocker cette pollution. Ces propriétés sont bien plus importantes que chez les plantes (Bakken et Olsen, 1990 ; Kalac et Svoboda 2000). Parmi les champignons le plus sensibles à la radioactivité, le bolet bai (*Xerocomus badius*) qui emmagasine surtout le ^{137}Cs à une concentration $> 600\text{Bq/kg}$ (selon l'OMS, c'est la valeur de tolérance maximale d'aliment frais pour un adulte) (Reichl *et al.*, 2004).

1.5. Importance des champignons forestiers dans les différents domaines

1.5.1. Domaine alimentaire

1.5.1.1. Alimentation des populations rurales

Les champignons forestiers comestibles sont connus et consommés par les populations depuis des milliers d'années en particulier au Chili depuis 13 000 ans (Rojas et Mansur, 1995 *in* Boa, 2006).

Les populations rurales de nombreux pays d'Afrique, d'Amérique et d'Asie consomment les champignons sauvages surtout pour leur valeur nutritive. Selon Abbott (1999 *in* Boa, 2006),

1,3kg de légumes à feuilles séchés et/ou de champignons sauvages comestibles (réhydratés) peuvent alimenter pendant deux semaines une famille de quatre personnes au Malawi.

En Afrique, les champignons sont très recherchés pour leur valeur alimentaire (aliment de substitution à la viande et au poisson) (Eyi Ndong, 2009 ; Eyi Ndong *et al.*, 2011). Certaines populations du Mozambique consomment 72 à 160kg de champignons / an / ménage et ≈ 30 à 35kg / an / ménage de *Termitomyces schimperi* et Au Zimbabwe ≈ 20 kg / an (Boa, 2006).

1.5.1.2. Champignons toxiques et la notion de la comestibilité

Les populations rurales ont des connaissances mycologiques traditionnelles leur permettant de reconnaître les champignons comestibles ou non.

La notion de la « comestibilité » ou la « toxicité » varie d'un pays à l'autre (Oso, 1975 ; Lemoine et Claustres, 2002 ; Boa, 2006 ; Eyi Ndong, 2009). A titre d'exemple, en Finlande orientale, la fausse morille précuite, *Gyromitra esculenta*, est une spécialité culinaire par contre aux États-Unis, elle est toxique donc non comestible (Boa, 2006).

De nombreux champignons supérieurs ($\approx 1\%$) sont toxiques, même mortels. Les espèces les plus vénéneuses sont souvent confondues avec les espèces comestibles (Romagnesi, 1995 ; Lemoine et Claustres, 2002 ; Viala et Botta, 2005). De nouvelles espèces, jadis reconnues comme comestibles, sont mortelles ou très toxiques à l'état cru, d'autres s'avèrent mortelles en cas de surconsommation (Viala et Botta, 2005).

Dans le cas d'une intoxication due aux champignons vénéneux, les symptômes se manifestent immédiatement, ou après une période d'incubation variable, selon le type de champignon ingéré. On distingue deux types des syndromes selon la toxine responsable et l'effet qu'elle produit (Viala et Botta, 2005 ; Brandão *et al.*, 2011).

➤ Syndromes précoces à courte durée d'incubation (< 6 h)

Les principaux syndromes précoces sont : syndrome résinoïdien ou gastro-intestinal léger causé par bolet toxique à pores rouges *Boletus satanas* (**Fig. 11a**) ou des syndromes sévères (*Entoloma lividum*) ; coprinien (*Coprinus atramentarius*) ; paxillien (Paxille enroulé *Paxillus involutus*) ; muscarinien (Clitocybes blancs *Clitocybe phyllophila* et *Inocybe rimosa*) ; panthérinien (Amanite panthère *Amanita pantherina* et amanite tue-mouche *Amanita muscaria*) et psylocybien ou hallucinatoire (*Psilocybes Psilocybe semilanceata*) (Romagnesi, 1995 ; Danel et Barriot, 1999 ; Reichl *et al.*, 2004 ; Viala et Botta, 2005 ; Bédry *et al.*, 2007 ; Brandão *et al.*, 2011); il est important de signaler que les intoxications par les champignons hallucinogènes sont généralement volontaires (Romagnesi, 1995 ; Gentilini *et al.*, 2001).

➤ **Syndromes tardifs à longue durée d'incubation (< 6 h)**

Ces intoxications sont très graves, souvent mortelles, atteinte du foie ou du rein. Les principaux syndromes sont : phalloïdien (Amanite phalloïde *Amanita phalloides*) (**Fig. 11b**) ; proximien (Amanite proche de l'amanitovoïde *Amanita proxima*) ; gyromitrien (Gyromitre *Gyromitra esculenta*) ; orellanien (Cortinaire *Cortinarius orellanus*) (Romagnesi, 1995 ; Danel et Barriot, 1999 ; Reichl *et al.*, 2004 ; Viala et Botta, 2005 ; Bédry *et al.*, 2007 ; Brandão *et al.*, 2011).



Fig. 11 : Champignons toxiques (Anonyme 5, 2010). (a) : Bolet toxique à pores rouges *Boletus satanas* (incubation courte). (b) : Amanite phalloïde *Amanita phalloides* (mortelle, incubation longue).

1.5.1.3. Valeur nutritionnelle

Les champignons sont composés principalement d'eau (85 - 95%) de nombreux acides aminés essentiels sous forme de protéines, des lipides, des glucides, des fibres, des sels minéraux et des vitamines (De Roman *et al.*, 2006). Les acides gras polyinsaturés (notamment acide linoléique) représentent 2 et 6% du poids sec (Solomko *et al.*, 1984), les glucides \approx 50% du poids sec (glucose, sucrose et tréhalose), les protéines \approx 16 - 35% du poids sec et tous les acides aminés essentiels sont présents (surtout lysine et leucine) (De Roman *et al.*, 2006).

Ils sont riches en éléments minéraux tels que le phosphore, le potassium et magnésium, et en oligo-éléments Fe, Cu, Zn, I, F, Co, Cr, Cl, S et Se (Sadler, 2003 ; Rudawska et Leski, 2004 ; Falandysz et Borovička, 2013), ils ont une faible teneur en Na (avantage pour le consommateur) (Vetter, 2003). Ils constituent une bonne source de vitamines (vit. D, K et B parfois aussi vit. A et C) (Mattila *et al.*, 1994 ; Sadler, 2003 ; Sanmee *et al.*, 2003 ; Watanabe *et al.*, 2012).

Selon de nombreux auteurs, la valeur nutritionnelle des champignons sauvages comestibles est comparable à celle de la viande et du poisson (Alsheikh et Trappe, 1983 ; Alofe, 1991; Botha et Eicker, 1992 ; Bokhary et Parvez, 1993 ; Mattila *et al.*, 1994 ; Vetter, 1994 ; Degreef *et al.*, 1997 ; León-Guzmán *et al.*, 1997 ; Longvah et Deosthale, 1998 ; Outila *et al.*, 1999 ; Vetter, 1999 ; Díez et Alvarez, 2001; Manzi *et al.*, 2001; Yorou et De Kesel, 2001 ; Caglarirmark *et al.*, 2002 ; Sadler, 2003 ; Sanmee *et al.*, 2003 ; Agrahar-Murugkar et Subbulakshmi, 2005 ; Yildiz *et al.*, 2005).

La figure 12 représente les principaux champignons comestibles de deux phylums basidiomycètes et ascomycètes.

1.5.2. Intérêt écologique : rôle des champignons dans les écosystèmes forestiers

Les champignons ont un rôle fondamental dans les écosystèmes forestiers. Les saprophytes dégradent les matières organiques en éléments assimilables par les arbres ; les parasites éliminent les individus affaiblis ou malades et les symbiotiques sont bénéfiques pour leurs plantes hôtes (**Fig. 13**) (Lüttge *et al.*, 2002 ; Jacob, 2005 ; Senn-Irlet *et al.*, 2012). Au niveau du sol, les filaments fongiques constituent une source alimentaire pour nombreux microorganismes (insectes, nématodes, vers de terre...etc.). Les fructifications servent aussi de nourriture pour les mammifères, des escargots, et de nombreux insectes et vers (Senn-Irlet *et al.*, 2012). Les champignons sont considérés comme étant des bioindicateurs de l'état de santé des écosystèmes naturels (Courtecuisse, 2000 ; Moreau *et al.*, 2002).

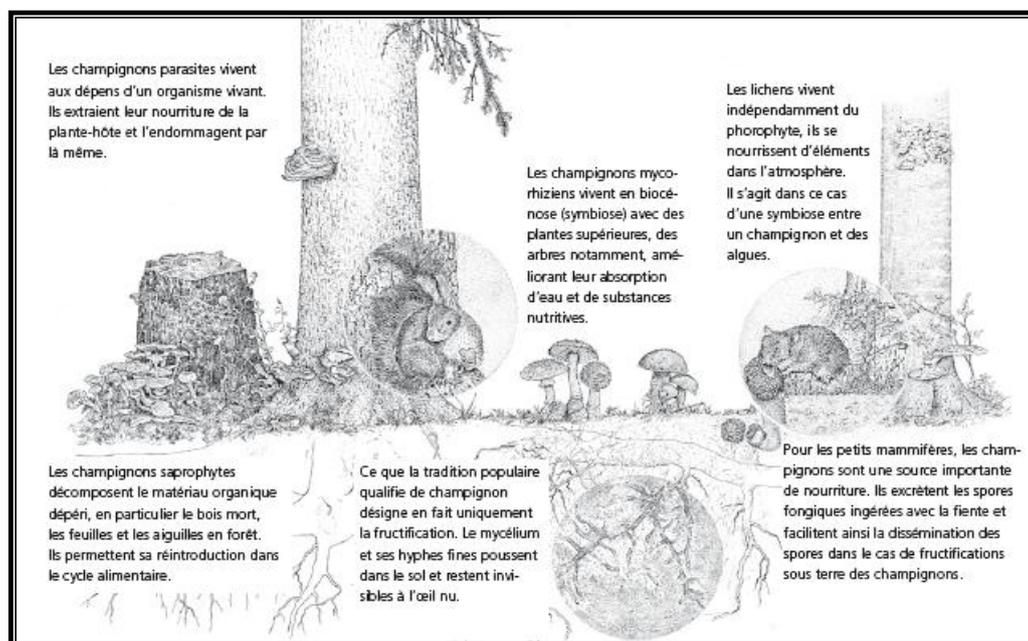


Fig. 13: Place des champignons dans les écosystèmes forestiers (Senn-Irlet *et al.*, 2012).



Fig. 12 : Présentation de quelques champignons comestibles. a, c : Basidiomycètes, (a) : *Lactarius deliciosus* « Lactaire délicieux » (Senn-Irlet *et al.*, 2012). (b) : *Hydnum repandum* « Pied-de-mouton » (Gévry *et al.*, 2009). (c) : *Boletus edulis* (Sitta et Floriani, 2008). d, f : Ascomycètes (d) : *Tirmania pinoyi* « Truffes du désert » (Photo prise par Zitouni F. E-H). (e) : *Tuber melanosporum* « Truffes noires » (Deconchat et Polese, 2002). (f) : *Morchella elata* « Morilles » (Gévry *et al.*, 2009).

1.5.3. Intérêt économique : commercialisation des champignons forestiers

La cueillette des champignons forestiers comestibles est une activité de grande valeur commerciale dans les pays développés comme dans les pays en voie de développement (Wong *et al.*, 2001 ; Boa, 2004 ; De Roman, 2010). Cette activité est bien établie en Europe, en Asie et dans l'Ouest américain et canadien (Boa, 2004).

La récolte et la vente des champignons constituent également une véritable activité commerciale dans plusieurs pays africains, notamment en Congo en Tanzanie, en Zambie, au Nord du Malawi, au Gabon et au Zimbabwe, pendant la saison de cueillette qui dure de 3 à 4 mois chaque année (Degreef *et al.*, 1997 ; Boa, 2006 ; Eyi Ndong, 2009 ; Eyi Ndong *et al.*, 2011 ; Loubelo, 2012).

La vente des champignons sauvages comestibles sur le marché local est une source importante de revenus pour de nombreuses populations rurales (Boa, 2006 ; De Roman, 2010 ; Eyi Ndong *et al.*, 2011 ; Loubelo, 2012). Ils sont parfois vendus après conservation dans de la saumure (Boa, 2006).

Quant à leur commerce international, il concerne quatre espèces principalement *Tricholoma matsutake*, *Morchella elata*, *Cantharellus cibarius* et *Boletus edulis*, dont la majorité sont des espèces ectomycorhiziennes très prisés qui ont une valeur commerciale importante (Boa, 2006 ; Smith et Read, 2008 ; Gévrý et Villeneuve, 2009 ; Bâ *et al.*, 2011).

Les champignons ont des destinations commerciales bien ciblées selon les espèces : les bolets, les morilles et les chanterelles sont surtout recherchés par les pays d'Europe de l'Ouest (France, Italie, Allemagne) (Sitta et Floriani, 2008) et peu par les pays d'Amérique de Nord (États-Unis et Canada). Le matsutake est majoritairement demandé par les pays asiatiques, il vient principalement du Canada, 2^{ème} pays exportateur de ce champignon après la Chine (Gévrý, 2011).

2. La symbiose ectomycorhizienne

2.1. Généralités sur les mycorhizes

Le mot « mycorhize » (mycorrhiza en anglais) vient de l'association de deux mots grecs, *myko* = champignon et *rhiz* = racine (Smith et Bonito, 2012) désigne une association symbiotique entre les racines d'une plante et un champignon. C'est Frank (1885) qui introduisit ce terme après avoir observé au niveau des racines des arbres une structure anatomique et morphologique dans laquelle étaient impliqués des *mycelia* fongiques (truffes). Cette observation le conduisit à présager de la nature symbiotique de cette association (Siddiqui et Pichtel, 2008 ; Smith et Bonito, 2012).

Cette association symbiotique est une relation à bénéfice réciproque entre les racines d'une plante et le mycélium d'un champignon tandis que la plante alimente le champignon hétérotrophe en carbone, le champignon fournit à son partenaire des minéraux et de l'eau qu'il puise dans le sol grâce à son dense réseau d'hyphes (Smith et Read, 1997 et 2008).

Environ de 90% des plantes dans le monde développent des associations symbiotiques avec au moins un type de mycorhize (Hibbett *et al.*, 2000 ; Dalpé, 2001 ; Wang et Qiu, 2006 ; Smith et Read, 2008). La symbiose mycorhizienne est donc un phénomène général chez les plantes à l'exception de quelques familles comme : *Brassicaceae*, *Caryophyllaceae*, *Cyperaceae*, *Juncaceae*, *Chenopodiaceae* et *Amaranthaceae* sont incapables d'établir une symbiose mycorhizienne (Strullu, 1991 ; Norman *et al.*, 1995).

L'évolution conjointe des plantes et des champignons formant les mycorhizes fut initiée avec l'apparition des premières plantes terrestres, il y a 400 millions d'années (Le Tacon et Selosse, 1994, 1997). Cette symbiose se retrouve sous tous les climats, dans tous les écosystèmes et ce indépendamment du type de sol, de végétation ou des conditions de croissance (Le Tacon et Selosse, 1997 ; Cho *et al.*, 2006 ; Wang et Qiu, 2006 ; Brundrett, 2009 ; Smith *et al.*, 2010).

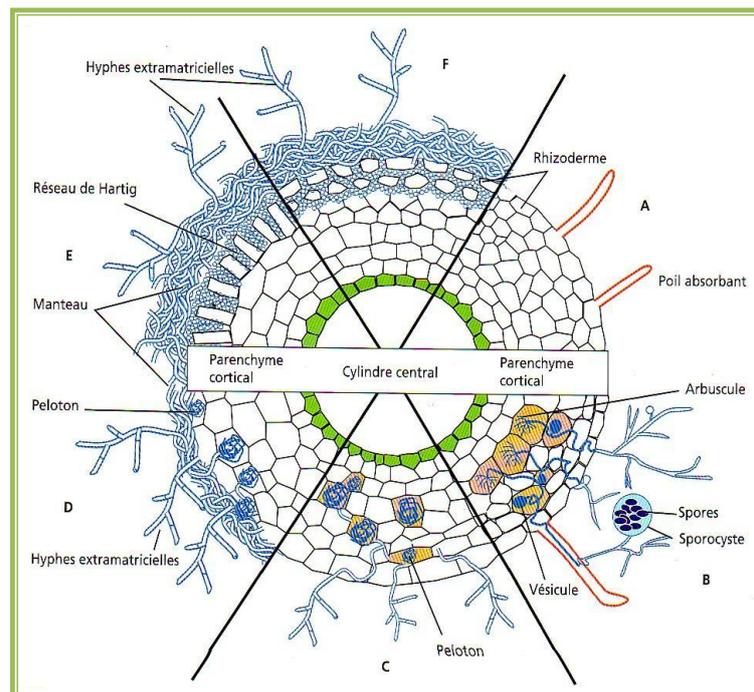


Fig. 14 : Différents types d'association mutualiste entre les racines et les champignons mycorhiziens (Duhoux et Nicole, 2004).

Les champignons (en bleu) : **A:** Racine sans symbiote. **B:** Endomycorhize à arbuscule (AM). **C:** Endomycorhize à pelotons. **D:** Ectendomycorhize. **E:** Ectomycorhize chez les angiospermes. **F:** Ectomycorhize chez les Gymnospermes.

Les mycorhizes sont classées en sept types selon leur structure, leur morphologie et leur écologie : les endomycorhizes à vésicules et à arbuscules ou mycorhizes à arbuscules (MA), les ectomycorhizes (ECM), les ectendomycorhizes, les mycorhizes arbutoïdes, monotropoïdes, éricoïdes et orchidoïdes (Smith et Read, 1997 et 2008) (**Fig. 14**). Ces types de mycorhize peuvent être répartis en trois principaux groupes : les endomycorhizes, et les ectendomycorhizes et les ectomycorhizes.

2.1.1. Les endomycorhizes

A l'inverse des ectomycorhizes, les endomycorhizes sont caractérisées par la présence de structures fongiques à l'intérieur des cellules corticales de la plante hôte. On différencie 3 types d'endomycorhizes : les endomycorhizes à arbuscules, les endomycorhizes orchidoïdes et les endomycorhizes éricoïdes (**Fig. 14**).

2.1.1.1. Les mycorhizes à arbuscules (MA)

Les MA sont les plus répandues dans les écosystèmes naturels et cultivés (Smith et Read, 1997 et 2008 ; Brundrett, 2002 ; Wubet *et al.*, 2003 ; Guether *et al.*, 2009 ; Tedersoo *et al.*, 2010). Leur apparition coïncideraient avec celle des végétaux terrestres il y a 450 millions d'années (Schüssler *et al.*, 2001 ; Wang et Qiu, 2006). On les rencontre chez 80% des plantes supérieures (> 200 000 espèces végétales) (Smith et Read, 2008 ; Comandini *et al.*, 2012) soit $\approx 2 / 3$ de la totalité des plantes vasculaires (Comandini *et al.*, 2012) y compris les Bryophytes, les Ptéridophytes, les Rutacées, les Gymnospermes et les Angiospermes (Wubet *et al.*, 2003 ; Appelhans *et al.*, 2008).

Leurs partenaires fongiques appartiennent au phylum des *Glomeromycota* (Redecker *et al.*, 2000). Chez les MA, le mycélium forme **des arbuscules** intracellulaires, structures très ramifiées qui assurent les échanges nutritifs entre les cellules végétales et le champignon (surtout la nutrition carbonée). Il forme aussi **des vésicules** intra ou intercellulaire dont la fonction est mal connue, elles accumulent des réserves en particulier les lipides (Duhoux et Nicole, 2004).

2.1.1.2. Les endomycorhizes éricoïdes

Les champignons éricoïdes sont surtout des ascomycètes (ex : *Hymenoscyphus*) et rarement des basidiomycètes (Siddiqui et Pichtel, 2008). Ils s'associent avec les plantes de la famille des *Ericacées* (Cairney et Meharg, 2003 ; Smith et Read, 2008) qui se développent dans divers milieux, très pauvres en nutriments (Cairney et Meharg, 2003) : sols acides, récalcitrants, mal drainés, à la concentration élevée en métaux solubles et au rapport C/N élevé (tourbières, landes à bruyères, forêt boréale, toundra, hautes altitudes et plaines sèches et sablonneuses de l'Australie

(Read, 1991 ; Sokolovski *et al.*, 2002 ; Cairney et Meharg, 2003 ; Peterson et Massicotte, 2004 ; Perotto *et al.*, 2012).

Le mycélium éricoïde forme un peloton intracellulaire. La durée de vie d'une cellule colonisée est \approx 5 à 6 semaines (Smith et Read, 2008). Le système racinaire des éricacées peut être colonisé par plusieurs taxons de champignons éricoïdes (Sharpies *et al.*, 2000).

2.1.1.3. Les endomycorhizes orchidoïdes

Les orchidées sont les plus diversifiées sur terre (Teixeira da Silva, 2013), elles regroupent \approx 25 000 espèces (Ordre des Asparagales) (Dressler, 2006) et forment toutes une association symbiotique avec des champignons au moment des premières étapes de leur développement (Smith et Read, 2008 ; Rasmussen et Rasmussen, 2009). Les semences d'orchidées extrêmement petites et presque dépourvues de réserves nutritives ont besoin du champignon pour assurer leur germination. Les partenaires fongiques sont des basidiomycètes (Rasmussen, 2002 ; Dearnaley, 2007 ; Siddiqui et Pichtel, 2008) souvent au genre *Rhizoclonia* (Bougoure *et al.*, 2005 ; Waterman et Bidartondo, 2008).

Dans ces endomycorhizes, le champignon colonise certaines cellules corticales et s'enroulent indéfiniment sur eux-mêmes en formant des pelotons. Certaines orchidées à l'âge adulte élimineront complètement le champignon alors que d'autres le garderont toute leur vie (Cameron *et al.*, 2006, 2007 ; Latalova et Balaz, 2010).

2.1.2. Les ectendomycorhizes

Ce sont des formes intermédiaires qui possèdent à la fois des caractères des ectomycorhizes et des endomycorhizes (Smith et Read, 1997 et 2008 ; Siddiqui et Pichtel, 2008) possèdent un réseau Hartig intercellulaire et un manteau fongique (généralement peu épais) et les hyphes franchissent les parois des cellules hôtes. Leurs partenaires fongiques sont principalement des basidiomycètes (Smith et Read, 2008) (**Fig. 14**).

On distingue deux types des ectendomycorhizes en fonction de leurs hôtes végétaux qui peut être soit autotrophes « mycorhizes arbutoïdes » soit hétérotrophes « mycorhizes monotropoïdes ».

- **Mycorhizes arbutoïdes**, se forment chez les Arbutacées (présence d'un manteau épais, un réseau de Hartig et des hyphes en pelotons intracellulaires (Smith et Read, 1997 et 2008).
- **Mycorhizes monotropoïdes**, se forment chez Monotropacées (non chlorophylliennes parasitent d'arbres et partagent avec elles le même champignon mycorhizien) (Fortin *et al.*, 2008 ; Siddiqui et Pichtel, 2008) : présence d'un manteau compact composé et un réseau de Hartig

(Smith et Read, 1997 et 2008). Les champignons sont des basidiomycètes (Russulacées et Boletacées) (Siddiqui et Pichtel, 2008 ; Smith et Read, 1997 et 2008).

2.1.3. Les ectomycorhizes

Le champignon ectomycorhizien enveloppe la racine de l'hôte avec un réseau dense d'hyphes, les hyphes pénètrent dans la racine en s'insinuant dans les espaces intercellulaires du cortex racinaire (Smith et Read, 2008).

En termes évolutifs, les ECM sont beaucoup plus récentes que les MA (Caimey, 2000 ; Smith et Read, 2008). Les plus anciens fossiles d'ECM remontent au Tertiaire, il y a environ 50 millions d'années (Le Page *et al.*, 1997 ; Barbieri *et al.*, 2012). On estime que l'apparition des ECM aurait eu lieu beaucoup avant cela, soit autour de 200 millions d'années, puisque les *Pinaceae* (une des principales plantes hôtes des ECM) et autres angiospermes ectomycorhiziens existaient bien avant 50 millions d'années (Alexander, 2006 ; Cairney, 2000).

- **Les partenaires chlorophylliens**, sont 3 à 5% de végétaux vasculaires (Davet, 1996 ; Smith et Read, 1997 ; Duhoux et Nicole, 2004) principalement des espèces ligneuses (gymnospermes et surtout angiospermes) \approx 6 000 espèces (Taylor et Alexander, 2005 ; Tedersoo *et al.*, 2010). En général, les arbres à ECM dominent la strate arborée des forêts boréales et tempérées de l'hémisphère Nord, des forêts tempérées et subtropicales de l'hémisphère Sud, des forêts à *Dipterocarpaceae* en Asie du Sud-Est et à *Caesalpinioideae* en Afrique tropicale (Buée *et al.*, 2005 ; Landeweert *et al.*, 2005 ; Futai *et al.*, 2008 ; Smith et Read, 2008 ; Gebhardt *et al.*, 2009 ; Richard *et al.*, 2011 ; Taiana, 2011 ; Trocha *et al.*, 2012 ; Smith *et al.*, 2013) (**Annexe 2**).
- **Les partenaires fongiques**, \approx 20 000 à 25 000 espèces (Rinaldi *et al.*, 2008) Basidiomycètes, Ascomycètes et plus rarement à des Zygomycètes du genre *Endogone* (Davet, 1996 ; Futai *et al.*, 2008 ; Tedersoo *et al.*, 2010 ; Baptista *et al.*, 2011) (**Annexe 2**). Tedersoo *et al.* (2010) ont été identifié 66 groupes monophylétiques des champignons ectomycorhiziens (Basidiomycètes, Ascomycètes, et Zygomycètes) avec différents âges, niveaux de diversité et distributions globales. La plupart de ces champignons, forment des fructifications visibles à l'œil nu hypogés chez les Ascomycètes et épigés chez les Basidiomycètes (Smith et Bonito, 2012).

2.2. Structure des ectomycorhizes

Trois éléments structuraux caractérisent une ectomycorhize : des hyphes extra-matriciels et des cordons appartenant à la rhizosphère, un manteau fongique auteur des racines et un réseau de Hartig (Smith et Read, 2008) (**Fig. 15**). La forme de chacune de ces structures peut varier selon le champignon et l'hôte, et peut être utilisée pour l'identification du champignon.

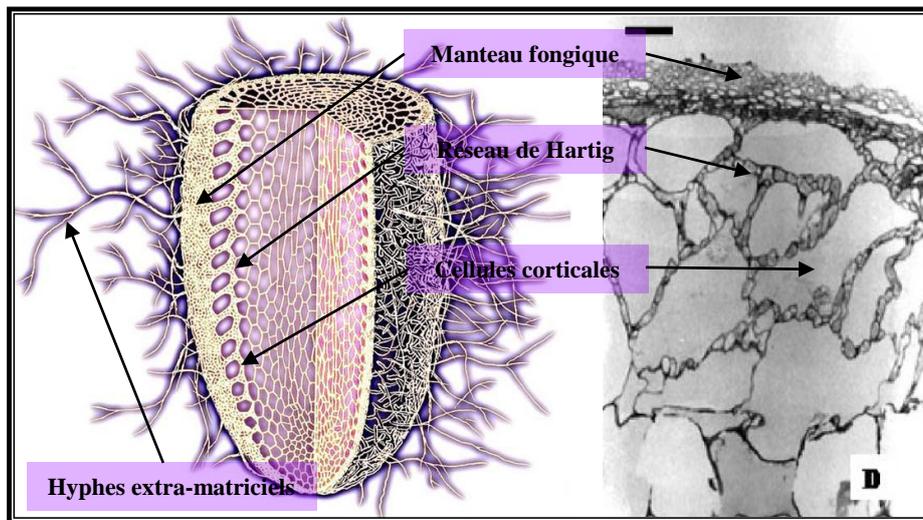


Fig. 15 : Structure d'ectomycorhizes, illustration schématisée d'une ectomycorhize à gauche (D'après H. Lagrange, 2001 in Gagné, 2005) ; ectomycorhize de *Lactarius indigo* et *Pinus oocarpa* en coupe (Flores *et al.*, 2005).

2.2.1. hyphes extra-matriciels

Les hyphes extra-matriciels de dimensions et nombre sont variables relient le manteau fongique à la rhizosphère et servent à exploiter et augmenter la surface d'absorption des plantes (**Fig. 15**). En effet, les plantes mycorhizées ont une surface d'absorption et un volume de sol exploité beaucoup plus élevés que celui des plantes non mycorhizées. Ils peuvent représenter jusqu'à 75% de la surface totale d'absorption dans l'association mycorhizienne entre jeunes plantes de *Pinus taeda* et *Pisolithus tinctorius* ou *Cenococum geophilum* (Rousseau *et al.*, 1994). Ces hyphes peuvent formés des **rhizomorphes** (assemblage parallèle des hyphes liés les uns aux autres) ou des **cordons** (agrégats homogènes d'hyphes) (Tagu *et al.*, 2002 ; Agerer, 2006).

2.2.2. Manteau fongique

Le manteau fongique, d'épaisseur est variable selon l'espèce fongique et l'âge de mycorhize, est constitué d'hyphes qui enrobent les racines courtes (Tagu *et al.*, 2002 ; Smith et Read, 2008) (**Fig. 16**).

Les hyphes qui entourent la racine orientés parallèlement ou perpendiculairement au grand l'axe de la racine pour former des structures déférentes : structure **prosenchymateuse** (ensemble d'hyphes lâches distinguables les uns des autres), structure **plectenchymateuse** (ensemble

d'hyphes plus au moins entrelacés) et structure **pseudoparenchymateuse** (ensemble d'hyphes différenciés en éléments isodiamétriques) (Agerer, 2006).

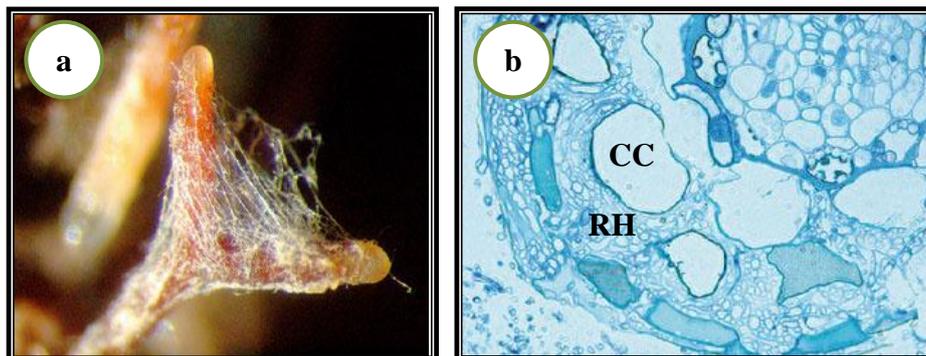


Fig. 16 : Ectomycorhizes du *Pinus sylvestris* inoculé par *Tricholoma matsutake* âgé de 8 mois (Vaario *et al.*, 2010), **(a)** : Morphologie dichotomique avec un feutrage mycélien. **(b)** : Coupe transversale d'une racine (CC : cellules corticales ; RH : réseau de Hartig).

2.2.3. Réseau de Hartig

Le réseau de Hartig est constitué par des filaments mycéliens qui s'immiscent entre les cellules corticales de la racine sans pénétration intracellulaire (Smith et Read, 2008) (**Fig. 16**). L'interface de ce réseau est le siège d'échange bidirectionnel entre les deux partenaires de la symbiose ectomycorhizienne. Les hyphes de réseau de Hartig et aussi celles du manteau sont liées entre elles par un ciment de nature polysaccharidique (Tagu *et al.*, 2002).

La morphologie de réseau de Hartig est dépend totalement de la plante hôte. Chez les gymnospermes, les modifications morphologiques des cellules sont moindre mais le réseau pénètre profondément en dépassant l'épiderme et arrivant jusqu'aux cellules racinaires. Par contre chez les angiospermes, ce réseau ne concerne que la première assise de cellules racinaires (cellules épidermiques) mais ces dernières subissent un fort allongement radial, permettant d'augmenter la surface d'échange (Massicotte *et al.*, 1986, 1987 ; Dexheimer *et al.*, 1994 ; Baptista *et al.*, 2011).

2.3. Méthodes d'étude des ectomycorhizes

- **Morphologie** : les ectomycorhizes peuvent simples, dichotomiques, coralloïdes, noduleuses, pyramidales, ou racémeuses (Boullard, 1968) ces morphologies peuvent impliquées dans les identifications des ECM (Gagné, 2005 ; Prasad, 2010 ; Bâ *et al.*, 2011 ; Zambonelli *et al.*, 2012).
- **Caractères du manteau fongique** : sa structure, sa couleur, son épaisseur et son profondeur sont des caractères utilisés comme critères d'identification. La présence des cystides, des pigments et des latex sont aussi des indicateurs utiles pour la classification des ECM (Peterson et Bonfante, 1994) et mêmes le type de rhizomorphe et les cordons mycéliens ont été aussi utilisés ((Agerer, 1987-2001 ; Goodman *et al.*, 1996-2000) in Gagné, 2005 ; Agerer, 2006).

- **Caractéristiques du sporophore** : méthode couramment employée (Arnolds, 1991 ; Brunner *et al.*, 1992 ; Egli et Ayer, 1997) pour caractériser et identifier les ECM en se basant sur la récolte et l'identification des sporophores des champignons (Gagné, 2005 ; Bâ *et al.*, 2011 ; Prasad, 2010 ; Zambonelli *et al.*, 2012).
- **Caractéristiques culturelles** : réalisation des cultures fongiques pures afin de confirmer et d'étudier l'association champignon / hôte (Prasad, 2010).
- **Méthodes moléculaires** : l'identification des ECM basée sur les caractères morphologiques (structure du manteau et des hyphes mycéliens), la présence de fructification qui est parfois inexistante chez certains champignons ectomycorhiziens reste insuffisante pour identifier l'espèce fongique chez les ECM (Horton et Bruns, 2001).

L'utilisation des outils moléculaires est une pratique courante dans les analyses de communautés fongiques ectomycorhiziennes grâce à leur accessibilité et à leurs applications multiples. D'autant plus, les études moléculaires ayant aussi l'avantage d'être indépendantes face aux influences biotiques et abiotiques, ce qui n'est pas le cas des méthodes classiques (Kernaghan, 2001 ; Gagné, 2005 ; Landeweert *et al.*, 2005 ; Suz *et al.*, 2008 ; Bâ *et al.*, 2011 ; Richard *et al.*, 2011 ; Taiana, 2011 ; Smith et Bonito, 2012 ; Zambonelli *et al.*, 2012).

2.4. Rôle de la symbiose ectomycorhizienne

Elles permettent d'améliorer de nombreux processus physiologiques chez la plante.

➤ Amélioration de la nutrition hydrique de la plante

Le réseau ectomycorhizien (les hyphes, les cordons mycéliens et les rhizomorphes) augmente la surface de contact entre le sol et le système racinaire (Garbaye et Guehl, 1997 ; Tagu *et al.*, 2002 ; Smith et Read, 2008 ; Warren *et al.*, 2008). Les ECM permettent à la plante une meilleure tolérance à la salinité et à la sécheresse, sa régulation stomatique et son ajustement osmotique, une meilleure absorption du potassium dont le rôle osmorégulateur est bien établi (Davet, 1996 ; Lehto et Zwiazek, 2011).

➤ Amélioration de la nutrition minérale et organique de la plante

Phosphore assimilable (sous forme d'ion orthophosphate ou phosphates inorganique (Pi) dont la faible concentration dans les sols (Bielecki, 1973 ; Hinsinger, 2001) et la faible diffusion (Schachtman *et al.*, 1998) sont un facteur limitant pour la production des écosystèmes (Futai *et al.*, 2008).

L'azote, son absorption et son assimilation inorganique par la plante est sous forme d'ammonium et de nitrate (Plassard *et al.*, 1986, 2002 ; Jargeat *et al.*, 2000). Dans les écosystèmes forestiers,

son assimilation par les plantes est limité car les processus de minéralisation sont généralement lents (Read, 1991 ; Read et Perez-Moreno, 2003). Les champignons ECM grâce à leurs activités dégradantes des protéines peuvent minéraliser l'azote organique (azote organique de l'humus, protéines) et le rendre accessible aux plantes (Jargeat *et al.*, 2000 ; Futai *et al.*, 2008).

➤ **Autres éléments minéraux**

Les ECM jouent un rôle important dans l'absorption d'autres éléments minéraux : calcium, potassium et magnésium et certains oligo-éléments (zinc et cuivre) (Le Tacon *et al.*, 1984 ; Cordell, 1997 ; Smith et Read, 1997 ; Blaudez *et al.*, 2000).

➤ **Amélioration de la protection phytosanitaire**

Les plantes naturelles sont continuellement attaquées par des bactéries, des champignons, des nématodes, et des insectes (Borowicz, 2001 ; Thygesen *et al.*, 2004 ; Fortin *et al.*, 2008). Il existe divers mécanismes de bioprotection des plantes ; ils protègent les racines dans la rhizosphère et dans les tissus racinaires. Le manteau fongique des ectomycorhizes constitue une barrière mécanique efficace contre les pathogènes (Brundrett, 1991). La symbiose MA protège la plante des dégâts causés aux racines par des nématodes (Elsen *et al.*, 2003), par diverses bactéries pathogènes (Filion *et al.*, 1999) mais aussi par des champignons pathogènes comme ceux de la fusariose chez la tomate, les exsudats excrétés par *Glomus intraradices* réduisent la croissance et la germination des conidies chez *Fusarium oxysporum* (Fortin *et al.*, 2002).

2.5. Diversité des champignons ectomycorhiziens

D'après une étude réalisée dans la forêt boréale suédoise, il existe 60 000 à 1,2 million d'ECM dans 1m² du sol et 95% des racines examinées ont des ECM ((Jonsson, 1998) in Futai *et al.*, 2008). Selon Bruns (1995), 13 à 35 espèces existent dans ≈ 0,1ha et la diversité fongique des ECM est très élevée. En effet, la diversité des champignons ectomycorhiziens favorise la croissance des plantes, selon Jonsson *et al.* (2001), la biomasse des jeunes plantes de bouleau (*Betula pendula*) inoculés avec 8 espèces ectomycorhiziennes est plus élevée qu'avec une seule espèce dans des conditions de faible fertilité. Des résultats similaires ont été obtenus par Baxter et Dighton (2001) sur des jeunes plantes de *Betula populifolia*. Ces résultats suggèrent que l'inoculation multiple des plantes par les champignons ectomycorhiziens peut avoir du succès en reboisement.

Dans la nature, la première manifestation visible de la symbiose ectomycorhizienne au voisinage des plantes hôtes est la fructification du champignon (sporophore) épigé ou hypogé (Smith et Read, 2008). Dans les deux cas, les champignons forment des ECM sur les racines de la

plante hôte de manière à boucler leur cycle de développement et fructifier. La formation des sporophores requiert donc la présence d'ECM alors qu'à l'inverse on peut observer des ECM sans sporophores correspondants. En effet, des champignons comme *Thelephora* et *Cenococcum* forment des ECM souvent dominantes sur les racines de leurs plantes hôtes, mais fructifient peu ou pas dans la nature. Par contre, des champignons comme *Suillus* et *Rhizopogon* fructifient abondamment et forment très peu d'ECM (Horton et Bruns, 2001 ; Sakakibara *et al.*, 2002 ; Gagné, 2005 ; Kawai *et al.*, 2008 ; Tedersoo *et al.*, 2010).

2.5.1. Champignons ectomycorhiziens comestibles

Selon Smith et Bonito (2012), dans 82 genres des champignons ectomycorhiziens il y a au moins une espèce comestible : 64 genres sont des basidiomycètes et 18 des ascomycètes. Les champignons ectomycorhiziens comestibles sont regroupés en 8 ordres : Agaricales, Boletales, Cantharellales, Gomphales, Hysterangiales, Pezizales, Russulales, et Thelephorales dont certains ont de nombreuses espèces comestibles (Agaricales, Boletales, Pezizales).

➤ Ascomycètes

Tous les champignons ectomycorhiziens comestibles du phylum *Ascomycota* appartiennent aux Pézizales genres : *Tuber* et *Terfizia* (Smith et Bonito, 2012).

Les pezizes biotrophes ne sont pas considérées pour produire des enzymes dégradant la lignine, et la plupart de pezizes ectomycorhiziens sont mal adaptées à la croissance sur le bois ou d'autres substrats fortement lignifiés (Egger, 1986). Cependant, les pezizes ectomycorhiziens se développent bien dans des sols minéraux à faible teneur en matière organique et avec un pH > 7,0 (Bonito *et al.*, 2012).

➤ Basidiomycètes

Contrairement, aux ascomycètes les basidiomycètes ectomycorhiziens sont très diversifiés dans leur biologie de reproduction, leurs habitats préférentiels et leurs histoires évolutives (Ishida *et al.*, 2008). Quelques espèces exceptionnelles basidiomycètes sont bien établies par les spores ayant un ou des critères communs : spores multi-nucléées produites régulièrement (*Laccaria* sp.), spores déposées en masse par les animaux mycophage (*Rhizopogon* sp.) et / ou possédant une bonne capacité de saprophyte (*Hebeloma* sp.) (Horton, 2006 ; Ishida *et al.*, 2008 ; Kawai *et al.*, 2008). Contrairement aux ascomycètes ectomycorhiziens, certains basidiomycètes ectomycorhiziens vivent dans des sols acides à teneur élevée en matières organiques (Smith et Bonito, 2012).

2.5.2. Facteurs déterminants la diversité des champignons ectomycorhiziens dans les écosystèmes forestiers

2.5.2.1. Âge des peuplements forestiers

Tous les écosystèmes forestiers en vieillissant subissent une modification de sa biodiversité, donc de sa mycoflore, ce qui est également sensible dans l'expression quantitative de la fructification des espèces fongiques. La diversité fongique en règle générale va augmenter au cours du temps lors des stades précoces, *via* le recrutement de nouvelles espèces, puis la diversité des carpophores diminue (Selosse *et al.*, 1998). Initialement, le phénomène de succession a été décrit en opposant les espèces de champignons pionniers colonisant le sol et les racines-hôtes par le biais de spores souvent abondantes et appelés « *early stage fungi* » (des espèces de stade juvénile) aux espèces dominantes dans les forêts plus âgées, se développant essentiellement par croissance végétative, et définis comme des « *late stage fungi* » (des espèces de stade tardif) (Iordache *et al.*, 2009).

Les espèces qualifiées comme des champignons précoces, à vocation pionnière, appartiennent généralement aux genres *Hebeloma*, *Laccaria*, *Thelephora*, *Suillus* et sont également fréquentes chez les gastéromycètes (*Pisolithus*, *Scleroderma*, *Rhizopogon*, *Melanogaster*). À l'opposé, les genres reconnus comme mycorhiziens tardifs sont *Amanita*, *Russula*, *Cortinarius*, *Boletus*. Cependant, il existe des champignons (*Laccaria*, *Pisolithus*, *Scleroderma*), présents à différents âges de peuplements dénommés « *multi stage fungi* » (Dighton et Mason, 1985).

2.5.2.2. Nature de la plante hôte

On sait que les champignons ectomycorhiziens sont plus dépendants de leur environnement biotique que les champignons saprophytes en particulier de leur plante hôte qui peut jouer un rôle dans la structure et la dynamique de leurs populations (Gévry et Villeneuve, 2009). Il existe différents niveaux de spécificité chez les champignons ectomycorhiziens, vis-à-vis de leurs plantes hôtes (Trappe, 1977 ; Molina *et al.*, 1992 ; Newton et Haigh, 1998 ; Den Bakker *et al.*, 2004).

En effet, on rencontre des espèces fongiques comme *Lactarius deliciosus*, *L. deterrimus* et *L. salmonicolor* qui ne s'associent qu'avec *Pinus sylvestris*, *P. abies* et *Abies alba* respectivement (Giollant *et al.*, 1993) tandis que d'autres présentent une spécificité étroite vis-à-vis d'un genre ou d'une famille de plantes comme *Rhizopogon* sp. et *Suillus* sp. qui s'associent presque exclusivement aux *Pinaceae* et parfois aux *Monotropaceae* (Massicotte *et al.*, 1994 ; Molina et Trappe, 1994 ; Kretzer *et al.*, 1996 ; Taylor et Bruns, 1997 ; Taylor *et al.*, 2002). D'autres encore

présentent par contre une gamme d'hôtes : *Pisolithus tinctorius*, *Scleroderma verrucosum*, *Thelephora terrestris*, *Paxillus involutus* et *Amanita muscaria* (Trappe, 1962 ; Sanon *et al.*, 2009).

Cependant, on peut trouver au sein d'un même genre, des espèces qui s'associent spécifiquement qu'avec une plante hôte comme *Paxillus filamentosus* ou *P. rubicundulus* avec l'aulne tandis que *P. involutus* n'a aucune plante spécifique (Hedh *et al.*, 2008).

2.5.2.3. Facteurs édaphiques

La nature du peuplement forestier joue un rôle prépondérant sur la composition de la flore fongique. L'existence d'une préférence édaphique de beaucoup de champignons a été mise en évidence par plusieurs auteurs (Gévry et Villeneuve, 2009 ; Gévry, 2008, 2011). En effet, différentes situations édaphiques influent sur la distribution des champignons et la fréquence des sporophores : les caractéristiques du sol (Danielson et Visser, 1989), le taux de saturation en bases, le pH et la teneur en matière organique du sol dans différents peuplements forestiers (hêtre, chêne, noisetier) (Tyler, 1989)

2.5.2.4. Facteurs climatologiques

L'apparition des sporophores est liée aux variations climatiques (précipitations, température, humidité) dans le temps et l'espace, ils ont une durée de vie de quelques jours. Dans les régions tropicales, les sporophores apparaissent à n'importe quel moment de l'année à la suite de précipitations alors que, dans les régions tempérées, ils sont surtout abondants en automne. Certains champignons peuvent fructifier une ou plusieurs fois dans l'année et pas du tout l'année suivante. Donc, il existe une phénologie dans la fructification de champignons sous les conditions climatiques (Gévry et Villeneuve, 2009 ; Gévry *et al.*, 2009 ; Gévry, 2011).

La production de sporophores est un processus encore mal connu qui dépend du cumul des précipitations et de l'âge des peuplements forestiers (Fleming, 1985 ; Lilleskov et Bruns, 2003).

2.5.2.5. Diversité interspécifique

La biodiversité des champignons (ectomycorhiziens et saprophytes) peut dépendre aussi du degré de similarité écologique ou des équivalences fonctionnelles entre espèces de la succession (Kuyper, 1994). Des champignons aux besoins nutritionnels similaires ou proches ne sont pas capables de coexister, mais occupent des habitats ou niches écologiques distincts.

Une étude, effectuée dans une plantation expérimentale de *Pinus pinaster* mycorhizés artificiellement avec *Suillus granulatus* et *Lactarius deliciosus*, a démontré une exclusion interspécifique au sein du genre *Suillus*, entre *Suillus granulatus* et *Suillus bovinus*, qui se sont exclus mutuellement d'un même arbre, en revanche les deux genres de *Suillus granulatus* et

Lactarius deliciosus ont mycorhizé les mêmes arbres mais sur des secteurs racinaires différents et non concurrents spatialement (Guinberteau *et al.*, 1989).

2.6. Méthodes d'inoculation des plantes par les champignons ectomycorhiziens

2.6.1. Inoculation par les spores

C'est la méthode couramment utilisée dans les pépinières en raison du nombre de spores disponibles chez certains des champignons comme *Pisolithus* sp., *Scleroderma* sp., et *Rhizopogon* sp. (Giomaro *et al.*, 2005 ; Iotti *et al.*, 2012), *Lactarius* sp. et *Suillus* sp. (González-Ochoa *et al.*, 2003). Elle est également utilisée pour la production de plants mycorhizés par des espèces de *Tuber* sp. en Italie, en France et en la Nouvelle Zélande (Chevalier et Grente, 1973 ; Hall *et al.*, 2003 ; Karwa *et al.*, 2011) ainsi que par des truffes du désert (genres *Terfezia*, *Tirmania*, *Picoa*) (Fortas, 1990 ; Aïbeche, 2008 ; Zitouni, 2010 ; Dib-Bellahouel, 2012 ; Morte *et al.*, 2012 ; Bouazza, 2013 ; Kermani, 2013).

Les inconvénients de cette méthode est la dormance ou la viabilité des spores qui véhiculent des pathogènes (bactéries et d'autres champignons) empêchant souvent le développement de champignons ectomycorhiziens (Bedini *et al.*, 1999).

2.6.2. Inoculation par mycélium

Cette méthode exige une culture pure de mycélium ou d'inoculum végétatif des champignons ectomycorhiziens. Généralement, la culture pure peut être obtenue à partir des tissus fongiques (sporophores), spores ou des racines mycorhizées (Chevalier, 1973).

2.6.2.1. Tissus fongiques

L'isolement est pratiqué en conditions aseptiques à partir des tissus fongiques des champignons sur milieux des cultures spécifiques; il est plus réussi lorsqu'il est réalisé avec des sporophores frais et immatures.

Les cultures pures de basidiomycètes obtenues sont généralement stables (dicaryotiques) et capables de fructifier après l'établissement de la symbiose mycorhizienne avec les plantes hôtes. Des primordia fructifères des basidiomycètes ont été produit *in vitro* pour certains champignons ectomycorhiziens comme : *Lyophyllum shimeji* (Ohta, 1994), *Boletus reticulatus* (Yamanaka *et al.*, 2000) et *Phlebopus portentosus* (Sanmee *et al.*, 2010). En revanche, pour les cultures pures de certains ascomycètes comme *Tuber* dont le mycélium est monocaryotique, la fructification ne peut pas se former, car il faut au moins deux hyphes compatibles pour garantir la production des corps fructifères après plantation (Rubini *et al.*, 2007).

Dans le cas des truffes du désert, Fortas (1990) et Fortas et Chevalier (1992 a) ont obtenu en conditions axéniques des primordiums dans l'association mycorhizienne entre *Helianthemum guttatum* et des espèces de terfez d'Algérie (genres *Terfezia* sp. et *Tirmania* sp.).

Cette technique est utilisée dans la synthèse mycorhizienne avec des champignons ectomycorhiziens basidiomycètes et ascomycètes en serre ou *in vitro*. (Yamada *et al.*, 2001; Giomaro *et al.*, 2005 ; Águeda *et al.*, 2008 ; Zambonelli *et al.*, 2008). Son utilisation intensive se limite à quelques espèces ectomycorhiziens comestibles comme : *Lactarius deliciosus*, *Lactarius sanguifluus* et *Tricholoma matsutake*.

2.6.2.2. Germination de spores

L'obtention des mycéliums à partir des spores est extrêmement compliquée en raison des difficultés liées à la germination des spores dormantes (Giomaro *et al.*, 2005).

La germination *in vitro* des spores de certaines espèces ectomycorhiziens a été réalisée chez *Tuber melanosporum*, *Tricholoma matsutake* et *Cantharellus cibarius* (Murata *et al.*, 2005). Elle a aussi été réalisée chez les terfez du Koweït (Awameh et Alsheikh, 1979 a et b ; 1980 a et b), d'Algérie (Fortas, 1990 ; Fortas et Chevalier, 1992 b) et d'Espagne (Morte *et al.*, 1994, 2000).

2.6.2.3. Mycorhizes

Cette technique exige l'obtention d'un mycélium d'ectomycorhize exempte de contamination or les problèmes souvent rencontrés sont d'isoler des contaminants au lieu du champignon ectomycorhizien mais ces problèmes ont été résolus grâce à la biologie moléculaire (Mello *et al.*, 2001). L'inoculation est réalisée à partir de fragments des racines mycorhizées préalablement désinfectées et déposées sur des milieux des cultures spécifiques additionnés d'antibiotiques, afin d'obtenir des cultures pures.

2.7. Mycorhization contrôlée et ses possibilités d'application

Par définition, la mycorhization contrôlée c'est l'introduction artificielle des champignons ectomycorhiziens sélectionnés plus performants que d'autres dans le système pépinières plantation, afin de produire des plants biologiquement améliorés qui présentent une meilleure croissance initiale après plantation, sans pour autant recourir à des intrants coûteux en énergie ou en matières premières (Garbaye, 1990 ; Le Tacon, 1978 ; Davet, 1996 ; Le Tacon *et al.*, 1997).

Depuis les travaux pionniers de Donald Marx dans le Sud- Est des États-Unis dans les années 1970 et 1980 (plus de 15 millions de plants de pins inoculés chaque année par *Pisolithus tinctorius*), la mycorhization contrôlée des plantations forestières a été appliquée commercialement à divers systèmes de sylviculture dans plusieurs pays du monde : au Nord-Ouest

des États-Unis et en France avec le Douglas, en Australie, en Afrique centrale, au Brésil et aux Philippines avec les Pins et les Eucalyptus, au Canada avec des épicéas (Le Tacon *et al.*, 1997 ; Fournier *et al.*, 2003).

En France, le meilleur exemple de succès de la mycorhization contrôlée (Douglas) a été obtenu avec l'inoculum mycélien de *Laccaria bicolor* produit en laboratoire et incorporé au substrat juste avant le semis. Ce procédé est exploité depuis 1994 sous licence d'exclusivité INRA par deux grandes pépinières privées Naudet et Robin (Drénou *et al.*, 2006 ; Pépinières Robin, 2008).

De nombreuses études ont été réalisées pour identifier des souches fongiques les plus adaptées à la pratique de la mycorhization contrôlée. Ainsi *Laccaria bicolor*, *Pisolithus tinctorius*, *Paxillus involutus*, *Scleroderma citrinum* ou *Cenococcum geophilum* ont particulièrement de bonnes aptitudes. D'autres études ont été réalisées afin de déterminer les conditions biotiques et abiotiques les plus propices à la fois à l'établissement de la symbiose ectomycorhizienne et l'obtention des corps fructifères comestibles de champignons ectomycorhiziens (Guerin-Laguette *et al.*, 2000). Divers plants mycorhizés de truffes, de lactaires, de chanterelles ont été commercialisés dans de nombreux pays à travers le monde (Le Tacon, 1997 ; Davet, 1996 ; Duhoux et Nicole, 2004) (**Fig. 17**).

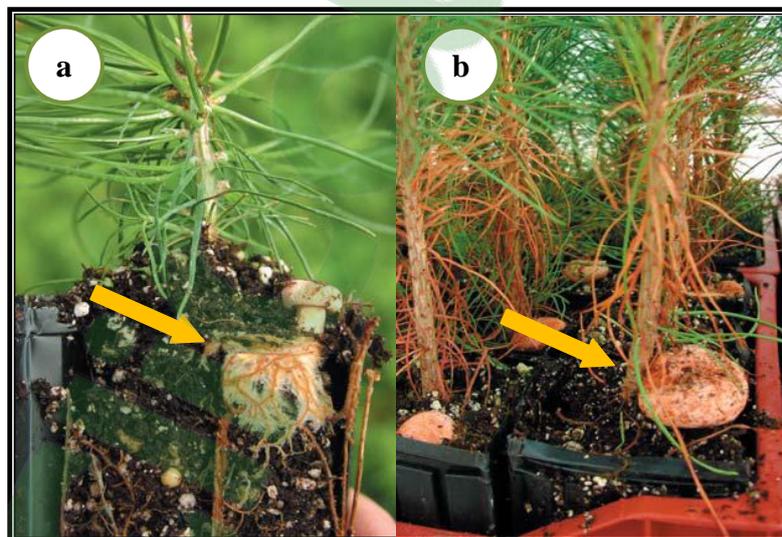


Fig. 17: Fructification très belle de lactaire délicieux. (a) : sur un jeune plant de Pin noir (*Pinus nigra* mycorhizé) âgé de 1an. (b) : sur un jeune plant de Pin sylvestre (*Pinus sylvestris*) âgé de 2 ans (Pépinières Robin, 2008).

3. Connaissances sur le chêne vert

Les chênes (**Oaks** en anglais) tirent leur nom de la racine celte « *Kaër quez* » qui veut dire « *bel arbre* » (Rameau *et al.*, 1989 et 2008 ; Pierre et Lys, 2007). Les témoignages du rôle mythique et religieux du chêne remontent à l'aube des civilisations. Ses rameaux feuillus servent à couronner, dans la Rome antique, les citoyens méritants ; on a longtemps rendu la justice à son ombre. Si le chêne était un symbole du dieu grec « *Zeus* », il l'était aussi du dieu germanique « *Donar* », tous les deux « *Dieux de la foudre* » (Boullard *et al.*, 2006).

Le chêne appartient à la famille des Fagacées et plus particulièrement au genre *Quercus*. Ce genre compte environ de 500 à 600 espèces décrites dans le monde, situées majoritairement dans l'hémisphère Nord (Samuel *et al.*, 1998 ; Farrar, 2006 ; Gea-Izquierdo *et al.*, 2009 ; González-Rodríguez *et al.*, 2011). Ce nombre reste toutefois indicatif vu le nombre important d'hybrides qui existe (Aldrich et Cavender-Bares, 2011).

On distingue deux grandes catégories de chêne:

- **Les chênes à feuilles caduques ou chênes caducifoliés** : chêne sessile (*Quercus petraea*), chêne pédonculé (*Q. robur* ou *Q. pedunculata*), chêne pubescent (*Q. pubescens*), chêne tauzin (*Q. pyrenaica*) et chêne chevelu (*Q. cerris*) ;
- **Les chênes à feuilles persistantes ou chênes sclérophylles** : chêne liège (*Q. suber*), chêne vert (*Q. ilex*) et chêne Kermès (*Q. coccifera*).

Les premiers perdent leurs feuilles en hiver et sont des arbres qui peuvent atteindre plus de 30 m de hauteur. Leurs feuilles sont lobées ou crénelées, tandis que les seconds ont des feuillages persistants toute l'année. Bien que cette classification ne réponde guère à des critères systématiques, elle correspond toutefois assez généralement à des types bioclimatiques. C'est ainsi que, les chênes sclérophylles caractérisent électivement l'étage de végétation « eu-méditerranéen » surtout en ambiance bioclimatique subhumide, alors que les chênes caducifoliés se rencontrent essentiellement à l'étage « supra-méditerranéen » et en ambiance bioclimatique humide (Quézel, 1976 ; Quézel et Bonin, 1980 ; Rameau *et al.*, 1989).

Le chêne vert (*Q. ilex*) est certainement l'espèce la plus fréquente mais aussi la plus caractéristique de la région méditerranéenne (Quézel, 1976 ; Ogaya et Peñuelas, 2007). C'est une essence forestière qui possède ses caractéristiques morphologiques propres et ne peut être confondue avec les autres chênes.

Nous intéressons au chêne vert puisque notre partie expérimentale du travail a été conduite sur cette espèce.

3.1. Répartition géographique

3.1.1. Dans le monde

Le chêne vert est une essence qui s'étend depuis la Chine et l'Himalaya jusqu'en Grande-Bretagne, puis aux confins sahariens (Boudy, 1950) mais c'est surtout une espèce méditerranéenne très répandue sur le pourtour méditerranéen (Quézel, 1979 ; Pulido *et al.*, 2001; Mauri et Manzanera, 2005 ; Gea-Izquierdo *et al.*, 2009). Il couvre plus de 7.500.000ha (Richard *et al.*, 2011) et il se trouve principalement dans la partie occidentale du Bassin méditerranéen (**Fig. 18 et Tableau 2**) depuis la Tunisie jusqu'à la Turquie, en passant par l'Espagne, son aire se termine d'une manière disloquée sur les bords de la mer Noire (Barbero et Loisel, 1980 ; Quézel, 1979 ; Amat *et al.*, 2008).

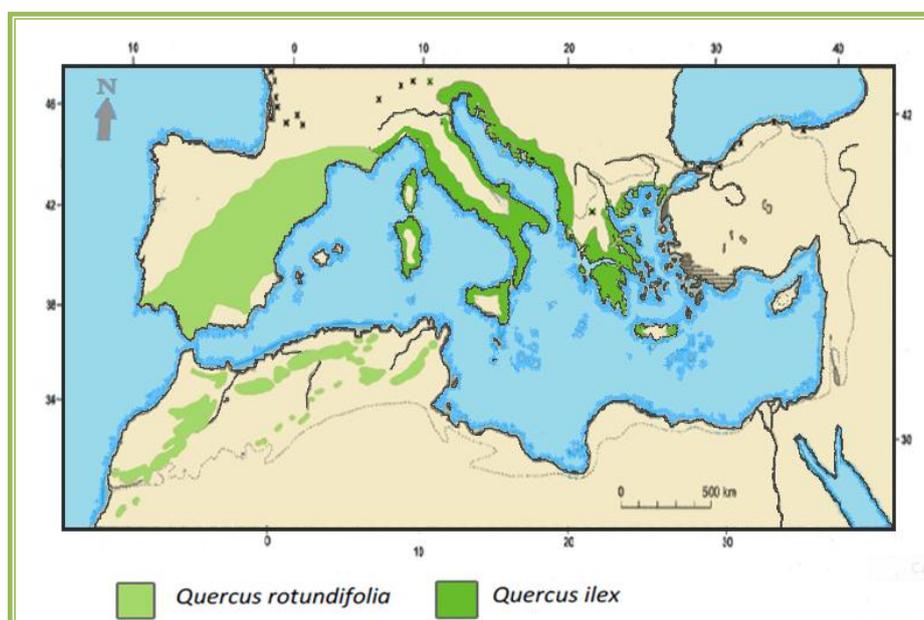


Fig. 18 : Distribution géographique de *Quercus ilex* L. et *Q. rotundifolia* Lamk. dans le Bassin méditerranéen (D'après Barbero et Loisel, 1980 modifiée).

Tableau 2 : Superficie du chêne vert dans les pays méditerranéens.

Pays	Superficies (ha)	Références
Espagne	2.972.000	Corcuera <i>et al.</i> , 2003
Portugal	530.000	Haichour, 2009
Italie	380.000	Haichour, 2009
France	300.000	Roda <i>et al.</i> , 2004
Tunisie	80.000	Boussaïd <i>et al.</i> , 1999
Maroc	1.400.000	Daya, 2006
Algérie	354 000	Dahmani-Megrerouche, 2002

➤ **En Afrique du Nord**

En Afrique du Nord, le chêne vert figure parmi les essences les plus prépondérantes du patrimoine forestier où il forme le fond de la forêt de montagne (Boudy, 1955).

Au Maroc, il représente la première essence forestière par sa surface et par sa production en bois de feu. Dans le Haut et Moyen Atlas, il s'étend essentiellement sur le flanc atlantique pour former de très belles futaies en bioclimats subhumide et humide, notamment dans le secteur Moyen Atlastique d'Azrou, Aïn leuh, Itzer et Khénifra. Il est aussi sous forme réologisme de taillis ou de futaies, dans le secteur oriental du Haut Atlas (Tassaout, Aghbala). La station la plus méridionale du chêne vert se trouve dans le djebel Kest de l'Anti Atlas (Benabid, 1985 ; Bonin, 1994 ; Bakkali *et al.*, 2000 ; Naggar, 2000 ; Daya, 2006 ; Cordier, 2007).

En Tunisie, le chêne vert constitue avec le Pin d'Alep l'une des essences majeures du patrimoine forestier tunisien (Dridi et Gallali, 2006). Il se trouve au Nord et sur les sommets de la Dorsale et diminue graduellement sur le versant Sud (Bonin, 1994 ; Boussaïd *et al.*, 1999 ; Naggar, 2000 ; Lazrek - Ben Friha, 2008).

➤ **En Europe**

En France, il forme avec le chêne pubescent plus du quart des surfaces boisées (Bonin et Romaine, 1996), il est localisé essentiellement dans les régions Languedoc-Roussillon et Provence-Alpes-Côte d'Azur (Bellon *et al.*, 1996). Le Gard et l'Hérault sont les deux départements les mieux représentés avec respectivement 83.000 ha et 77.000 ha, soit plus de la moitié de la ressource française (Amandier, 1996 ; Ducrey, 1996 ; Maupeou, 1996 ; Roda *et al.*, 2004 ; Limousin, 2009).

En Espagne, il y a $\approx 60\%$ de surface occupée par le chêne vert (Corcuera *et al.*, 2003), en zones littorales et juxta-littorales de la région Cantabrique, mais il est surtout abondant en Andalousie occidentale (Barbero et Loisel, 1980 ; Rodà *et al.*, 1999 ; Alejano *et al.*, 2007 ; García-Mozo *et al.*, 2012).

Au Portugal, il est présent au Sud, et plus dispersé au Nord le long de la frontière espagnole (Rivas-Martinez, 1975 ; Oliveira *et al.*, 2010 ; Nunes *et al.*, 2011).

En Italie du Sud, le chêne vert occupe des espaces importants à des altitudes $\approx 1000\text{m}$ avec un cortège floristique bien différent de celui des forêts méditerranéennes (Achhal *et al.*, 1979 ; Gratani *et al.*, 2003).

Le chêne vert, enfin, s'observe dans les îles méditerranéennes (Barbero et Loisel ; 1980 Rodà *et al.*, 1999) surtout en Corse (l'Office National des Forêts de Corse, 1996 ; *in* Bonnin *et al.*,

2010, 2012), en Sardaigne (Zuena-Deblevid et Aillaud, 2001 ; *in* Auzias et Labourdette, 2011, 2012), aux Baléares et en Sicile (Burgarella *et al.*, 2007).

Le chêne vert joue un rôle plus important dans la partie occidentale du Bassin méditerranéen que dans sa partie orientale où la plupart de son aire de répartition apparaît sous forme de beaux peuplements en taillis (Corcuera *et al.*, 2003 ; Richard *et al.*, 2011).

3.1.2. En Algérie

Le chêne vert s'étend à toute l'Algérie du Nord, allant du littoral à l'Atlas saharien et de la frontière marocaine à la frontière tunisienne, il est qualifié de ciment vivant qui relie les massifs forestiers (Bonin, 1994 ; Naggar, 2000 ; Dahmani-Megrerouche, 2002 ; Charef *et al.*, 2008) (**Fig. 19**).

À l'Est algérien, il est présent sur les monts de Medjerda et sur les monts de Tébessa à Ain el-Badi. Dans les Aurès, il se trouve dans les zones les plus élevées (> 1200m) et les plus septentrionales du massif. Sur le massif du Chélia sont rencontrées des forêts mixtes de chêne vert et de cèdres. Sur les monts de Belezma, cette essence constitue des taillis sur la pente Nord, et des maquis où il est associé avec genévrier sur la pente Nord-Est (Dahmani-Megrerouche, 2002 ; Zitouni, 2009 ; Oubellil, 2010 ; Meharzi, 2010).

Le chêne vert se rencontre également dans le constantinois (Kherief-Naceraddine, 2006), de même qu'au niveau des massifs de Babor et Tababor où il occupe de grandes surfaces (*in* Kirat, 2006).

Au niveau de l'Algérois, cette essence est rencontrée dans le massif de Zaccar et forme un taillis qui descend jusqu'à Miliana. Dans celui de Boughar, elle est mélangée au pin d'Alep, alors que dans le massif de Theniet el Had et celui de Mouzaia, elle constitue le tapis végétal. Dans l'Atlas blidéen, sur les monts de Chréa, elle est rencontrée sous forme de maquis (Halimi, 1980). Sa présence est également notée dans l'Ouarsenis (Sari, 1977).

À l'Ouest algérien, en Oranie où sont localisées les plus importantes yeuseries, qui constituent des vastes massifs purs en taillis (Louni, 1994), elles commencent à l'Est des monts de Tlemcen allant de Sebdou à la frontière algéro-marocaine (**Fig. 20**).

Dans la région de Tiaret notamment le massif de Tagdempt et de Sdamas, on rencontre des forêts importantes de chêne vert et de pin d'Alep (Zeraia, 1978) et à Saïda dans le massif forestier d'El Hassania (1260m) en taillis dégradés. Dans la région de Tlemcen, le chêne vert forme de vieilles futaies (Dahmani-Megrerouche, 2002 ; Mesli-Bestaoui *et al.*, 2007).

Enfin **au Sud algérien**, le chêne vert se rencontre dans l'Atlas saharien, notamment la région de Djelfa et du djebel Senalba.

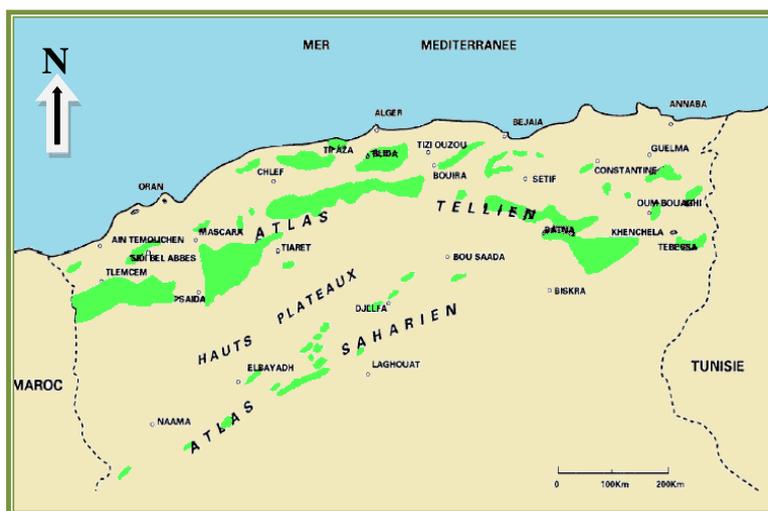


Fig. 19 : Distribution géographique du chêne vert (*Q. rotundifolia* Lam.) en Algérie ; Carte internationale du tapis végétal et des conditions écologiques au 1/1 000 000 (Barry *et al*, 1976 in Dahmani-Megrerouche, 2002).



Fig. 20 : Taillis clair du chêne vert dans la région d'Ain Tarik (Wilaya de Relizane, Algérie).
Photographie prise en Novembre 2012.

3.2. Données écologiques sur le chêne vert

Le chêne vert est répandu dans tous les étages bioclimatiques et sur tous les substrats. De par sa plasticité écologique, sa résistance aux mutilations et son grand dynamisme, il est très présent dans le quotidien des forestiers, des exploitants et des populations rurales.

De nombreuses études sont effectuées sur l'écophysiologie et l'éco-morphologie du chêne vert face aux changements climatiques, surtout la sécheresse. La réaction de l'arbre se manifeste par une diminution de la surface foliaire (Villar-Salvador *et al.*, 1997 ; Bussotti *et al.*, 2003), une augmentation de la masse surfacique et de l'épaisseur des feuilles (Damesin *et al.*, 1997), une

augmentation de la durée de vie des feuilles (Bussotti *et al.*, 2003) et une diminution du diamètre moyen des vaisseaux du xylème (Villar-Salvador *et al.*, 1997).

3.2.1. Caractères climatiques

Le chêne vert est une essence assez plastique vis-à-vis du climat, il se localise essentiellement au niveau des variantes tempérée et fraîche des étages subhumide surtout mais aussi humide et semi-aride; il peut pénétrer assez largement dans la variante froide de ces étages (Quézel, 1979).

En Algérie, dans l'étage semi-aride, il représente le type xérophile de la chênaie verte localisée dans les Aurès et les montagnes du Sud oranais, mais c'est dans les étages subhumide et humide qu'il connaît son plein développement en peuplant les massifs forestiers surtout dans la partie occidentale de notre pays (Theniet El-Had, Miliana, Tlemcen) (Benabdeli, 1996 ; Dahmani-Megrerouche, 2002 ; Haichour, 2009).

Au point de vue de la température, le chêne vert supporte une variation de température minimale $\approx -3^{\circ}\text{C}$ à $+7^{\circ}\text{C}$ (-7°C au Maroc), sa limite inférieure extrême est de -15°C (Rodà *et al.*, 1999). Il résiste à des températures maximales $\approx 42^{\circ}\text{C}$. Selon Trabaud et Methy (1994), l'exposition des feuilles de chêne vert à des températures extrêmes -20°C durant moins de deux heures et $> 50^{\circ}\text{C}$ durant 30min n'altère pas leur capacité photosynthétique.

Quant à la pluviométrie, il supporte des précipitations de 384 à 1462mm avec un minimum de 250 mm (Sauvage, 1961). Il peut pousser avec seulement 100mm dans la saison d'été (Rodà *et al.*, 1999 ; Zavala *et al.*, 2000).

3.2.2. Caractères édaphiques

Le chêne vert n'exige pas de substrat particulier (Maire, 1926 ; Boudy, 1952 ; Quézel, 1979), il est présent surtout sur substrats calcaires, colonise également des roches métamorphiques et les grès et aussi des roches magnésiennes. La texture du sol est prépondérante, en effet cet arbre affectionne les substrats compacts et bien drainés par contre, il végète mal sur les sols lourds, les marnes et les argiles (Rameau *et al.*, 1989).

En Algérie, il se rencontre sur grès, calcaire, marno-calcaire, sur sols superficiels ou profonds. Cependant, il fuit les substrats mobiles et les sols hydro-morphes (Bonin, 1994 ; Dahmani-Megrerouche, 2002).

3.2.3. Situation en altitude

En Afrique du Nord, le chêne est une espèce de montagne alors qu'en France il colonise plutôt les plaines et les collines.

En Algérie, le chêne vert apparaît à partir de 400m d'altitude dans l'Atlas Tellien, et grimpe jusqu'à 1700 m d'altitude (Maire, 1926 ; Quézel, 1976), par contre, dans les Aurès, il se rencontre entre 1200 et 1800 m d'altitude, et dans l'Atlas Saharien entre 1500 et 2200 m (Quézel, 1988).

Au Maroc, le chêne vert se situe entre 300 - 400m et 2700m, il occupe une place intermédiaire entre le thuya de berbère à la base et le cèdre et le genévrier au sommet (Benabid, 1985) mais il forme parfois la limite supérieure de la végétation forestière, cas dans le Haut Atlas (Saksaoua).

3.3. Taxonomie du chêne vert

➤ Noms communs dans différents pays

Ara: Bellout elakhdar (البوط الأخضر) ; **Ber :** Kerrouch (Quézel et Santa, 1962) ; **Deu :** Stein-Eiche ou Steineiche, Grüneiche, Hülseneiche, (Rameau *et al.*, 1989 et 2008) ; **Eng :** Holm Oak, Evergreen Oak, Holly Oak (Rameau *et al.*, 1989 et 2008) ; **Fra :** Chêne vert, Yeuse, Éousé, chêne faux houx, chêne à glands doux (Rameau *et al.*, 1989 et 2008) ; **Ita :** Elce, Leccio (Chevalier, 1996 ; Dahmani-Megrerouche, 2002 ; Rameau *et al.*, 2008) ; **Spa :** Chaparro, Coscaja, Encina (Rameau *et al.*, 2008), Encina verde (Bellon *et al.*, 1996). **Lat :** *illex* : Houx (allusion à la ressemblance des feuilles des deux espèces ; c'est le chêne vert qui a donné son nom au Houx) (Rameau *et al.*, 2008).

➤ Sa classification (Tableau 3).

Tableau 3 : Classification du chêne vert (Ozenda, 2006 in Dib-Bellahouel, 2012).

Règne :	Plantae
Sous-règne :	Tracheobionta
Embranchement :	Spermaphytes
Sous-embranchement :	Angiospermes
Classe :	Magnoliopsida
Sous-classe :	Hamamelidae
Ordre :	Fagales
Famille :	Fagaceae
Genre :	<i>Quercus</i>
Espèce :	<i>illex</i>

La large amplitude biogéographique et édapho-climatique du chêne vert est due à sa grande variabilité morphologique d'où la difficulté de définir un taxon. Sur le plan purement botanique, la distinction classique du chêne vert est basée sur le nombre de nervures foliaires, de deux espèces voisines mais nettement distinctes : *Q. ilex* ssp. *ilex* et *Q. ilex* ssp. *rotundifolia* (syn= *Q. ilex* subsp. *Ballota* (Des.)), ainsi nommées : ***Q. ilex* L.** et ***Q. rotundifolia* Lamk.** (Rodà *et al.*, 1999).

- ***Q. ilex* L.**, au sens strict, caractérisé par des feuilles longues avec un grand nombre de nervures (8 à 9) existe en Méditerranée centrale, en France et en Grèce ((Tutin *et al.*, 1993; Blanco *et al.*, 1997 in Corcuera *et al.*, 2003). C'est une essence essentiellement centro-méditerranéenne présente surtout en bioclimat humide frais et sur des substrats non calcaires d'où la limite de son extension (Quézel, 1979).
- ***Q. rotundifolia* Lamk.**, à rameaux tortueux et à feuilles plus courtes (6 à 7), est localisé essentiellement en Afrique du Nord et en Espagne ((Tutin *et al.*, 1993; Blanco *et al.*, 1997) in Corcuera *et al.*, 2003). C'est une espèce plus plastique que la première occupant les étages bioclimatiques semi-aride, subhumide et humide, tempéré, frais, froid voire très froid au Maroc; il est également indifférent aux substrats. Ces particularités écologiques lui permettent de se développer depuis l'étage thermo-méditerranéen jusqu'au montagnard méditerranéen (Quézel, 1979).

De nos jours, en plus d'une étude morphologique et biométrique (concernant les feuilles), des études sur les complexes enzymatiques des chênes verts concernant des marqueurs biochimiques tendraient à prouver qu'il ne s'agirait pas de deux espèces différentes mais de deux sous-espèces issues d'une souche commune.

3.4. Caractéristiques botaniques

Le chêne vert est un arbre dont la taille est généralement de 8 à 10m mais il peut atteindre 20 à 22m de hauteur et 2 à 3m de tour dans certaines régions (Rameau *et al.*, 1989 ; Amat *et al.*, 2008 ; Rameau *et al.*, 2008) (**Fig. 21**).

3.4.1. Houppier

Le houppier est constitué d'un couvert épais et de ramifications serrées et denses. Il est de forme arrondie ou ovale lorsque l'arbre est isolé et de forme élancée ou même en chandelle en peuplement serré.

3.4.2. Tronc

Le tronc est court, souvent tortueux à écorce écaillée (écailles petites et plus ou moins carrées), finement fissurée, peu épaisse et de couleur noirâtre (Rameau *et al.*, 1989 et 2008)

(Fig. 22 a). Les jeunes rameaux sont d'abord pubescents et blanchâtres, puis gris verdâtre et glabrescents (Rameau *et al.*, 2008).

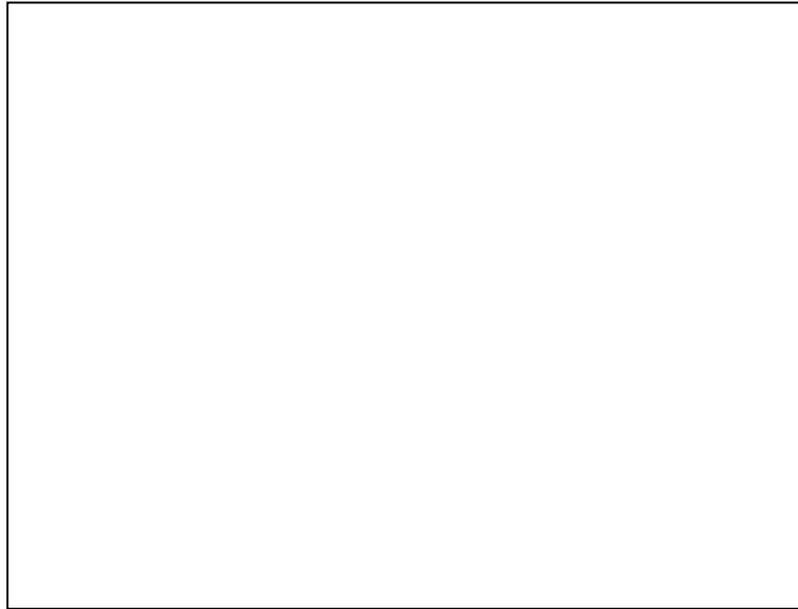


Fig. 21 : Arbre du chêne vert (*Quercus ilex*) durant la période de floraison dans la région d'Ain Tarik. Photographie prise en Avril 2011.

3.4.3. Système racinaire

Le chêne vert présente un système racinaire pivotant atteignant 10 m de profondeur et de nombreuses racines latérales traçantes et puissantes. Dans les premières années, la croissance du système racinaire est bien plus rapide que celle de la partie aérienne.

3.4.4. Feuilles

Les feuilles sont persistantes et coriaces, concaves, ne se plient pas selon la nervure centrale. Leur forme et leur taille sont très variables : elliptiques, lancéolées, arrondies de 2 à 9 cm de long et de 1 à 4 cm de large parfois plus. Elles sont glabres à la face supérieure et de couleur vert foncé, grise et pubescentes à la face inférieure. Leur bord peut être uni ou finement denté et ondulé. Elles portent 7 à 12 paires de nervures. Le pétiole mesure $\approx 0,5 - 2$ mm de longueur (Rameau *et al.*, 1989 et 2008 ; Amat *et al.*, 2008) (**Fig. 22 b**).

La durée de vie des feuilles du chêne vert est de deux années (parfois même trois années) et leur répartition est aléatoire sur les rameaux selon l'âge de l'arbre. Ainsi, on distingue les chênes verts à feuilles oblongues et les chênes verts à feuilles arrondies (Amat *et al.*, 2008).

3.4.5. Fleurs

Le chêne vert est une espèce monoïque (chaque individu porte à la fois des organes mâles et femelles mais sur des fleurs séparées) (Rameau *et al.*, 2008) et vraisemblablement dotée d'un système d'auto-incompatibilité (Yacine et Lumaret, 1988 ; Michaud *et al.*, 1992 in Salmon, 2004). Les chatons des fleurs mâles sont allongés et pubescents, très abondants et parfois recouvrent entièrement l'arbre d'une couleur jaune à reflets roux (**Fig. 22 c**). Les fleurs femelles sont verdâtres, minuscules, plus discrètes, situées à l'extrémité des rameaux et groupées par 2 ou 3 (Rameau *et al.*, 1989 et 2008).

La floraison a lieu entre avril et mai et la dispersion du pollen est anémophile (Rameau *et al.*, 1989 et 2008). La structure particulière des fleurs mâles (chatons) facilite la libération des grains de pollen par le vent. La dispersion des graines est barochore et zoochorie (Rameau *et al.*, 2008). Les glands peuvent être dispersés par deux catégories d'animaux : les petits mammifères (campagnols, mulots, écureuils) et les oiseaux (essentiellement le geai). La dispersion des glands est efficace par les petits animaux, elle est de quelques dizaines de mètres seulement. Au contraire, les geais des chênes *Garrulus glandarius* transportent facilement les glands et les disséminent efficacement. Bien que les glands constituent leur nourriture principale, les geais sont moins destructeurs que les rongeurs. Un seul individu disséminerait en moyenne plusieurs milliers de glands par saison. Les distances de transport semblent varier de la centaine de mètres jusqu'à plusieurs kilomètres.

3.4.6. Fruits (glands)

Les glands sont verdâtres puis brunâtres, de forme très variable : ovoïdes, sub-cylindriques, globuleux ; leur longueur varie de 1 à 3 cm et leur diamètre de 1 à 1,5 cm (**Fig. 22 d**), ils sont entourés à la base par involucre en cupule à écailles toutes appliquées et identiques (**Figs. 22 e**) (Rameau *et al.*, 1989 et 2008) . Ils sont amers dans le Nord, doux et comestibles dans les régions Sud dont les arbres sont appelés généralement chênes *balloutes*.

La fructification de l'espèce est annuelle (novembre - décembre), elle débute vers l'âge de 12 ans, mais elle n'est suffisante et soutenue qu'à partir de 15 à 20 ans en conditions pionnières. Elle ne devient abondante qu'entre 50 et 100 ans (Boudy, 1952).

3.4.7. Bourgeon

Le bourgeon de chêne vert est de petite taille arrondi ou ovoïde de couleur brun marron. Parfois plusieurs bourgeons peuvent être regroupés à l'extrémité de rameaux (Rameau *et al.*, 1989 et 2008).

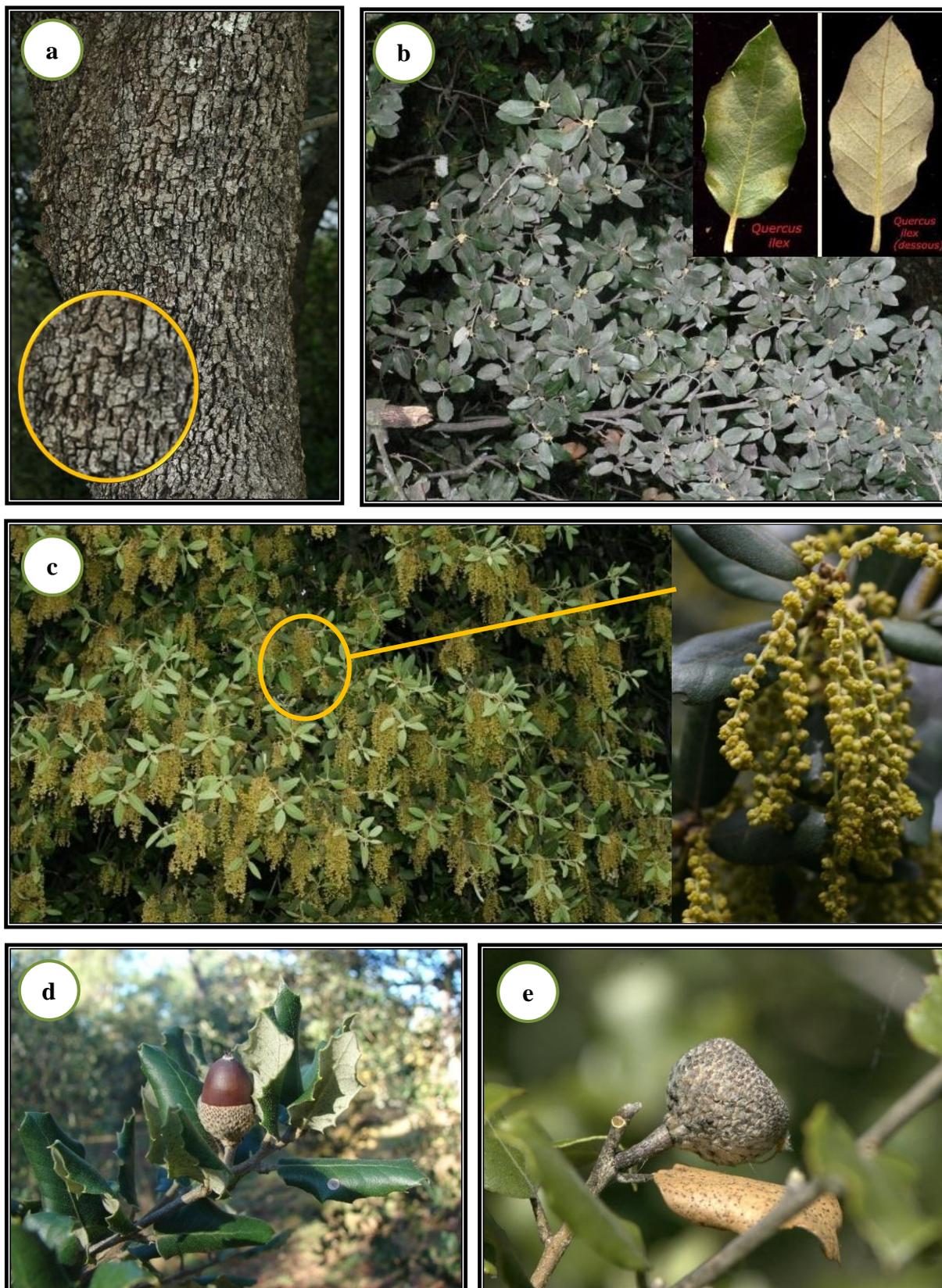


Fig. 22 : Caractéristiques botaniques du chêne vert (Anonyme 4). (a) : Tronc et l'écorce d'un arbre adulte ; (b) : Feuilles ; (c) : Fleurs (chatons mâles) ; (d) : Gland ; (e) : Détail de la cupule.

3.4.8. Longévité

Le chêne vert est une espèce qui a une durée de vie de 300 à 500 ans (Rameau *et al.*, 1989 et 2008). Sa longévité moyenne est \approx 200 à 250 ans dans les étages humides et 150 ans dans l'étage semi-aride et dans les conditions de sol défavorables. Sa viabilité physiologique est remarquable ; il repousse vigoureusement de souche et émet très longtemps des drageons de racines jusqu'à l'âge de 150 ou 200 ans selon les conditions du milieu.

3.5. Associations végétales et phytosociologie du chêne vert

L'approche phytosociologique repose sur la notion d'association végétale définie par Guinochet (1973) comme une « *combinaison originale d'espèces dont certaines, dites caractéristiques, lui sont particulièrement liées, les autres étant qualifiées compagnes* ».

L'association végétale est représentée sur le terrain par des individus d'association (peuplement végétal homogène observé sur le terrain et appartenant à l'association en question), qui vont être caractérisés par des listes complètes de végétaux réalisées sur une surface donnée, et considérée par le phytosociologue comme homogène sur le plan de la flore et de la végétation (Joulet *et al.*, 1992 ; Dutuit et Gorenflot, 2008 ; Gobat *et al.*, 2010 ; Godron, 2012).

En Algérie, sur l'ensemble de son aire de répartition, le chêne vert participe à différents groupements forestiers et surtout pré-forestiers et de matorrals, s'étendant depuis le thermo-méditerranéen jusqu'au montagnard méditerranéen (passant par l'étage méso-méditerranéen et supra-méditerranéen) semi-aride, sub-humide et humide (Dahmani-Megrerouche, 1996 b). Selon Benabid (1985), les meilleures chênaies vertes se trouvent au niveau du méso-méditerranéen et du supra-méditerranéen humides et per-humides, où elles forment de forêts denses et érigées en futaies.

Les travaux de Dahmani-Megrerouche, (1984, 1996 a et b, 1997, 2002) sur les groupements à chêne vert en Algérie ont révélé hétérogénéité de la flore associée au chêne vert qui est liée à la diversité des climats et des substrats qu'elle occupe ainsi qu'aux facteurs historiques.

Dans les basses altitudes, l'association du chêne vert est en concurrence soit avec l'association *Oleo-lentiscetum* (terrains argileux), soit avec le pin d'Alep (terrains chaud et sec), soit avec le chêne liège (terrains gréseux et humides). En revanche, dans les hautes altitudes, ses principaux concurrents sont le cèdre (*Cedrus atlantica*), le chêne zéen (*Quercus canariensis*) et le chêne afarès (*Quercus afares*) (Halimi, 1980).

Le chêne vert présente deux faciès caractéristiques : le premier correspondant à l'étage semi-aride se présente sous forme d'une futaie claire et basse, très xérophile qui regroupe le genévrier de Phénicie (*Juniperus phoenicea*), le genévrier oxycèdre (*Juniperus oxycrus*), le chêne kermès

(*Q. coccifera*), le pistachier de l'Atlas (*Pistacia atlantica*) et le térébinthe (*Pistacia terebinthus*) (Halimi, 1980 ; Dahmani-Megrerouche, 2002).

Le second, en étages sub-humide et humide, est caractérisé par une futaie élevée et très dense avec du chêne vert, le pin d'Alep (*Pinus halepensis*), le pin maritime (*P. pinaster*), le caroubier (*Ceratonia siliqua*), l'olivier (*Olea europaea*), ciste (*Cistus Libanotis*), calycotome (*Calycotome spinosa*) etc. (Halimi, 1980 ; Dahmani-Megrerouche, 2002).

3.6. Chêne vert et ses aspects phytosanitaires

L'évaluation de l'état de santé d'un peuplement ou d'une essence est extrêmement complexe et subjective. Les critères retenus devraient en effet permettre d'apprécier non seulement la santé des arbres, mais aussi le respect des objectifs (concept utilitaire), et également le maintien des potentialités à long terme (concept éco-systémique).

3.6.1. Impact des agents abiotiques

- **Chlorose**, lorsque le sol ne convient pas, les carences nutritives entraînent des décolorations foliaires associées d'une réduction de croissance (Jullien et Jullien, 2009).
- **Froid (gel)**, le chêne vert résiste au froid et certains vieux arbres peuvent résister jusqu'à -22°C (Jullien et Jullien, 2009) et même -25°C (Rodà *et al.*, 1999). Selon Mirault (1996), Les dégâts sont insignifiants : atteintes sporadiques très limitées et roussissement partiel du feuillage ; les gélivures sont rares.
- **Incendies**, le feu est un facteur qui influence la dynamique des communautés végétales de la région méditerranéenne. Le chêne vert fait partie des espèces les plus résistantes au feu que le chêne liège et le pin d'Alep, en raison de son sous-bois qui est beaucoup moins développé, ce qui rend les dégâts généralement peu importants. Dans les futaies, où le sous-bois est peu dense et de faibles dimensions, les dégâts sont peu importants, mais le feu peut entraîner un retard de 5 à 6 ans de l'évolution du boisement (Boudy, 1950).
- **Pollution**, aucune étude n'a permis de révéler la sensibilité particulière des chênes verts à ce facteur (Mirault, 1996 ; Jullien et Jullien, 2009).
- **Sécheresse**, Dans la zone méditerranéenne, les périodes de sécheresse au cours de ces dernières années, deviennent de plus en plus fréquentes et persistantes. Elles sont caractérisées par deux facteurs défavorables pour la croissance des arbres : étés secs et variabilité interannuelle des précipitations (Mitrakos, 1980) et la fréquence des stress hydriques (Di Castri, 1981), ces facteurs favorisent l'attaque des chênes verts par les insectes xylophages (Jullien et Jullien, 2009).
- **Vents violents**, le chêne vert tolère les vents marins (Jullien et Jullien, 2009).

3.6.2. Impact des agents biotiques

La faune et la flore qui vivent directement ou indirectement aux dépens des chênes vert est très diversifiées (Mirault, 1996 ; Jullien et Jullien, 2009). De nombreux insectes ravageurs et des agents pathogènes ont été décrits chez le chêne vert (**Tableaux 4 et 5**).

Enfin, il faut aussi signaler l'influence de l'homme sur la réduction de la surface de chênaies vertes par des mauvaises pratiques de gestion : le défrichage, la mise en culture, le surpâturage, l'exploitation du bois à usage domestique, la dépopulation de l'espace rural et une gestion sylvicole inappropriée.

Tableau 4 : Principaux insectes ravageurs attaquant le chêne vert (D'après Jullien et Jullien, 2009).

Symptomatologie (dégâts)	Ravageurs	Lutte
Feuilles		
 <p>Feutrage brun très dense à la face inférieure des feuilles. Cas graves : le feuillage noircit et se dessèche.</p>	<p>Acarien microscopique : phytopte de Chêne vert <i>Aceria illicis</i></p>	<p>Seuil de nuisibilité : sur jeunes arbres uniquement. Chimique préventive : traitement avec du soufre micronisé (fongicide à propriétés répulsives vis-à-vis des acariers). Curative: un traitement avec une huile paraffinique, en février ne permet pas de supprimer tous les phytoptes mais réduit les symptômes à un niveau acceptable.</p>
Feuilles et pousses		
<p>Fin du printemps puis en été, jaunissement, crispation et défeuillaison précoce. Petites toiles face inférieure entre les nervures abritant de petits œufs arrondis et de formes mobiles rouges en été.</p>	<p>Acarien du charme : <i>Eotetranychus carpini</i></p>	<p>Culturelle préventive: proscrire l'excès d'engrais azoté. Biologique préventive: préserver la faune auxiliaire naturelle. Proscrire les traitements insecticides polyvalents qui les anéantissent. Lâchers de prédateurs : chrysopes, punaise, <i>Orius</i>, acarien <i>Amblyseius californicus</i>. Soufre (action répulsive) en début de végétation. Curative: huile de vaseline en juin et juillet.</p>
<p>Au printemps, jaunissement ou brunissement du feuillage. Pucerons jaunes, verts ou couleur rouille selon espèce, miellat, fumagine.</p>	<p>Puceron du chêne : Phylloxera du chêne vert <i>Phylloxera ilicis</i></p>	<p>Biologique préventive: laisser agir les auxiliaires naturels. Culturelle préventive : raisonner les apports d'engrais azoté. Proscrire les élagages systématiques, les tailles trop courtes. Prophylactique : supprimer les pousses infestées. Biologique curative : lâcher de coccinelles <i>Adalia bipunctata</i> ou chrysopes dès détection des pucerons. Traitement huile de vaseline ou de pyrèthrine.</p>
<p>Au printemps surtout, consommation du feuillage, larves recouvertes de poils beiges. Enormes dégâts selon le nombre d'œufs viables déposés sur l'écorce des branches et troncs.</p>	<p>Chenille de papillon bombyx disparate, spongieuse <i>Lymantria dispar</i></p>	<p>Biologique préventive : ennemis naturels des chenilles (chauves-souris, oiseaux, hyménoptère parasitoïdes, punaises prédatrices). Les mycoses d'insectes (maladie muscardine blanche à <i>Beauveria bassiana</i>) tuent de nombreuses chenilles à humidité > 75% et 18 < T < 28°C. Biologique curative: <i>Bacillus thuringiensis</i> et/ou pyrèthres végétaux dès les 1^{ères} colonies larvaires. Mécanique curative : couper les nids communautaires, les brûler en prenant soin de ne pas s'exposer aux poils</p>

<p>En avril-mai (larves âgées) et sept-oct. (jeunes chenilles), morsures défoliation ; larves noirâtres avec 2 verrues orange, aux soies très urticantes ; nids collectifs en hiver.</p>	<p>Chenille de papillon bombyx cul-brun, chrysothée <i>Euproctis chrysothoea</i></p>	<p>urticants.</p> <p>Idem bombyx disparate</p>
<p>D'avril à juin destruction des bourgeons, morsures des feuilles. Feuilles enroulées en cornets soyeux abritant chacun une larve verte. Dégâts graves lorsqu'ils coïncident avec la sécheresse estivale.</p>	<p>Chenille de papillon Tordeuse verte du chêne <i>Tortrix viridana</i></p>	<p>Biologique préventive: rôle essentiel des auxiliaires dans la régulation naturelle des populations. Seuil de nuisibilité : 1 à 5 nids de chenilles grégaires/arbre selon son l'âge ou 40% de défoliation. Mécanique curative : sur jeunes arbres, ôter puis brûler les parties infestées avec un échenilloir. Biologique curative: <i>B. thuringiensis</i> et/ou pyrèthres végétaux sur jeunes larves en cas d'infestation significative.</p>
<p></p> <p>A partir d'avril, nids collectifs. Grappes denses autour des rameaux, déplacement sur branches et tronc. Consommation du feuillage, défoliation du houppier. Procession larvaire en juin, nymphose en juillet, vol des papillons nocturnes en août. Une seule génération annuelle.</p>	<p>Chenille de papillon processionnaire du chêne ; <i>Thaumetopoea processiorrea</i></p> <p>Ces chenilles, leurs exuvies et leurs nids sont gravement allergènes pour les personnes, les animaux sauvages et domestiques.</p>	<p>Seuil de nuisibilité : milieux ouverts et clairsemés, lisières des massifs et clairières, sites urbanisés favorisent le développement de la processionnaire du chêne. Plan phytosanitaire : faune auxiliaire joue un rôle régulateur fondamental dans l'équilibre biologique. En revanche, une intervention peut avoir lieu en espaces verts au seul motif des risques de santé publique.</p> <p>Biologique : <i>B. thuringiensis</i> sur jeunes chenilles (L1 à L3) ou pyrèthres végétaux à tous les stades larvaires.</p>
Rameaux, branches et tronc		
<p>Dépérissement. Ecorce décollée, cheminement en arabesques dans l'aubier, larves blanchâtres. Petits insectes noirâtres.</p>	<p>Insectes coléoptères : Scolyte du chêne <i>Scolytus intricatus</i> Grand scolyte de l'orme <i>Scolytus scolytus</i></p>	<p>Culturelle préventive: fertiliser les jeunes plants, irriguer en période de sécheresse. Protéger les plaies de taille. Ne pas stocker de bois à côté des plantations. Biologique préventive : auxiliaires naturels (clairon des fourmis et autres insectes Cléridés-Coléoptères). Prophylactique : couper et brûler les branches infestées. Elimination des arbres très infestés et souches mortes. Détecter les plants affaiblis, repérer les écoulements de sève Biologique curative: traiter les écorces des arbres sensibles avec des pyrèthres végétaux.</p>
<p>Au printemps, dessèchement du feuillage. Galeries en spirale dans l'aubier, dépérissement. Larves blanchâtres avec une tête en forme de massue, sciure.</p>	<p>Insectes coléoptères : Bupreste vert <i>Agrilus viridis</i> Bupreste du chêne <i>Coroebus florentinus</i> Agrile du chêne <i>Agrilus biguttatus</i></p>	<p>Culturelle préventive: Idem Scolyte du chêne. Biologique préventive : oiseaux (le pic-vert élargit des orifices des galeries pour y dénicher les larves). Insectes auxiliaires (<i>Cerceris</i>, Ichneumonidère.) Prophylactique : couper et brûler arbres dépérissants et souches mortes.</p>
<p>Découlement de l'écorce, écoulement de sève, dessèchement du feuillage. Galeries entre l'écorce et l'aubier, parfois jusqu'au bois de cœur, sciure à l'embouchure. Insecte adulte floricole, noir (20-30 mm de long à grosses antennes).</p>	<p>Insecte coléoptère : Petit capricorne <i>Cerambyx scopolii</i></p>	<p>Culturelle préventive : appliquer toutes les mesures pour vigueur de l'arbre et limiter les attaques. Eviter de stocker des rondins de bois non écorcés à proximité des plantations, car les larves xylophage continuent d'y vivre.</p>

Tableau 5 : Principaux champignons phytopathogènes du chêne vert (D'après Jullien et Jullien, 2009).

Symptomatologie (dégâts)	Champignons phytopathogènes	Lutte
Feuilles		
 <p>Taches anguleuses blanches puis brunes.</p>	<p>Taches foliaires <i>Mycosphaerella maculiformis</i></p>	<p>Culturale préventive : éviter d'arroser le feuillage. Prophylactique : ramasser les feuilles mortes au sol, les brûler ou composter.</p>
Rameaux, branches, tronc et collet		
<p>Dépérissement progressif des parties aériennes, profonde nécrose du bois, champignons à chapeau volumineux appliqués en console ; carpophore en forme de plateaux ondulés orange.</p>	<p>Macro-champignons Partie aérienne : polypore soufré (<i>Laetiporus sulfureus</i>), amadouvier officinal, polypore amadouvier, bolet d'esca, unguline allume-feu (<i>Ungulina fomentariae</i>), daedalée bisannuelle du chêne (<i>Daedaleopsis quercina</i>), fistuline hépatique, langue-de bœuf, foie de bœuf, glu de chêne (<i>Fistulina hepatica</i>), polypore écailleux, bolet de noguer (<i>Polyporus squamosus</i>), phellin robuste (<i>Phellinus robustus</i>). Partie basse : ganoderme luisant, ganoderme laqué (<i>Ganoderma lucidum</i>), polypore gigantesque, pourriture blanche (<i>Meripilus giganteus</i>)</p>	<p>Culturale préventive: blessures accidentelles au collet favorables aux infections. Tailler si nécessaire par temps sec, taille en vert pour les espèces sensibles ; couper les branches mortes, chancreuses ou fissurées. Nettoyer les cavités des troncs d'arbres ou charpentières. Désinfection des outils de taille à l'alcool 70% ou à l'eau de javel à 2%. Chimique préventive (fongicide) : protection des coupes et blessures avec un mastic arboricole (goudrons de pin, huile de pin, huile végétale+résine, cire d'abeille + résine) ou (oxychlorure de cuivre, fleur de chaux éteinte-badigeon). Prophylactique : incinérer les racines malades. Chimique curative: dévitaliser la souche avec du sulfamate d'ammonium. Incorporer au sol de la chaux vive (2 à 5 kg/m²). Génétique préventive: planter une essence non sensible.</p>
Tronc, collet et racines		
<p>Affaiblissement du houppier (pourriture racinaires). Brunissement du bois de cœur, suintements noirâtres sur l'écorce près du collet.</p>	<p>Champignons microscopiques : Encre du chêne <i>Phytophthora cinnamomi</i></p>	<p>Culturale préventive: planter dans un emplacement sain, arrosage et fertilisation raisonnés. Biologique préventive : utiliser certains produits bio-stimulants racinaires renforcent les défenses naturelles des jeunes plants contre les infections. Prophylactique: éliminer les plantes malades.</p>
<p>Dépérissement des parties aériennes. Flux de sève (pourriture sous l'écorce), Cordons bruns dans le sol. En automne, touffes de sporophores jaunes (jeunes) puis oranges couleurs de miel, fauves ou olivâtre. : globuleux, convexes et mamelonnés, (3-15 cm). Pourriture brune des racines.</p>	<p>Champignons macroscopiques : Pourridié-agaric, armillaire couleur de miel (<i>Armillaria mellea</i>) armillaire sans anneau (<i>Armillaria tabescens</i>) surtout en terrain calcaire, <i>Cylindroncarpon radiccicola</i></p>	<p>Culturale préventive: alléger les terres asphyxiantes, drainer les sols saturés d'eau ; proscrire les arrosages excessifs. Prophylactique : dessoucher et incinérer les racines malades. Creuses une tranchée autour du sujet atteint ; laisser ouvert le trou de déplantation une année pour circonscrire ce champignon anaérobie. Chimique curative : incorporation de chaux vive limiter la progression de foyer (2 à 5kg/ m³).</p>

Chapitre II :

Étude Expérimentale



1. Étude myco-écologique des champignons forestiers

1.1. Prospections

➤ **Prospections mycologiques**

En raison du climat méditerranéen de l'Algérie, les champignons commencent à apparaître dès les premières pluies d'automne. Des prospections mycologiques ont été effectuées en 2011 et 2012 dans deux sites situés dans la **Forêt Domaniale Oued Rhiou** (F. D. O. R) (Wilaya de Relizane) durant des périodes s'étalant du mois de Novembre au mois d'Avril.

➤ **Prospections pour prélèvement des mycorhizes**

La récolte des racines a été effectuée en deux campagnes d'échantillonnages, la première pendant la période de récolte des échantillons de carpophores des champignons et la seconde en Mars.

➤ **Autres prospections**

D'autres prospections ont été effectuées dans les sites d'étude pour des prélèvements des échantillons de sol et des espèces végétales.

Il faut signaler que nous avons rencontré certaines difficultés lors de toutes ces prospections qui doivent toujours s'effectuer avec l'autorisation du District d'Ain Tarik dans l'après-midi pendant une durée de 30 min à 1 h pour chaque prospection et avec la présence obligatoire des gardes forestiers pour des raisons de sécurité.

1.2. Présentation générale de la région d'étude

La plupart des données sur la région d'étude ont été collectées auprès de la Conservation des Forêts de la wilaya de Relizane (C. F. R), la Circonscription d'Ammi Moussa ainsi que District d'Ain Tarik.

1.2.1. Situation géographique

La Daïra d'Ain Tarik est située au Nord-Ouest algérien et à 82 km au Sud-Est de la Wilaya de Relizane (**Fig. 23**). Elle occupe une superficie de 33649 ha et sa population est de 18887 habitants. Elle est limitée au Nord par la commune d'Ammi Moussa, au Sud par la Wilaya de Tiaret et par les communes de Ramka et d'El Hassi à l'Est et Ouled Yaïch à l'Ouest.

Anciennement appelée « *Guillaumet* » du nom d'un peintre français orientaliste Gustave Achille Guillaumet (1840-1887), cette Daïra s'appelle « *Ain Tarik* » depuis 1972, du nom d'un Chahid *Kerzazi Abderrahmene* nommé Si-Tarrik (Anonyme 7 ; Lahcen, 2011 et 2012).

La couverture forestière s'étend sur une superficie de 10966,12 ha dont 6403,12 ha constituée de forêts domaniales, le reste des superficies est privée. La F. D. O. R constitue avec celles de Melaab et Oued Telata l'une des principales forêts de la Daïra Ain Tarik, elle occupe toute seule plus de la moitié de la superficie totale de la couverture forestière soit de 55% (**Tableau 6**). La F. D. O. R se trouve à 5 Km à l'Est d'Ain Tarik, limitée au Nord par la forêt d'Oued Teleta, au Sud par la forêt de Melaab, à l'Est par la forêt de Ramka et à l'Ouest par la commune d'Ain Tarik (**Fig. 24 a**).

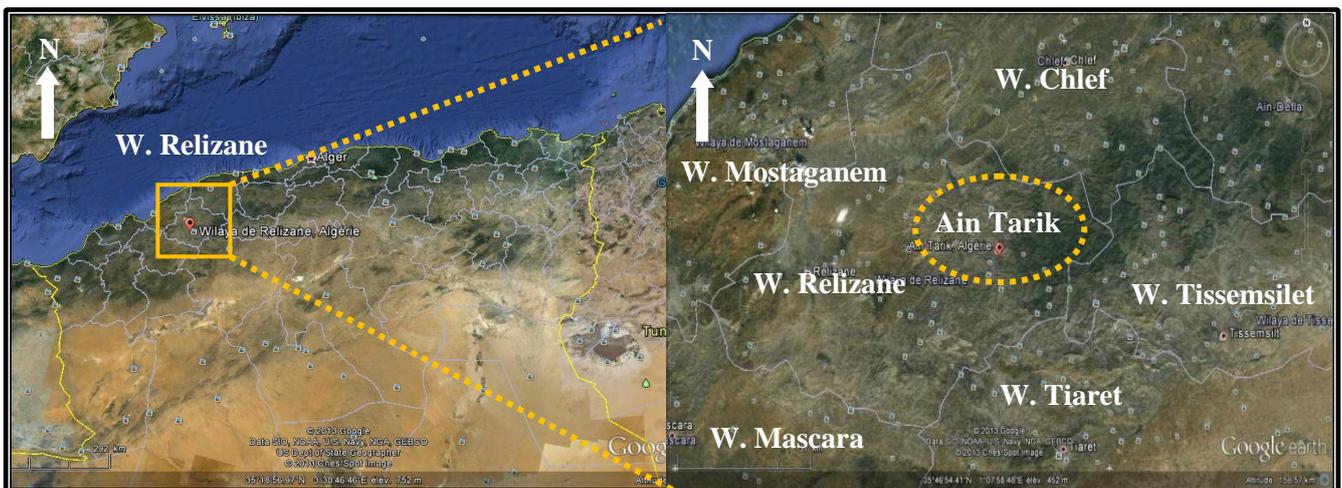


Fig. 23 : Localisation géographique de la Daïra d'Ain Tarik (Région d'étude) (Google earth, 2013).

1.2.2. Caractéristiques physiques et biotiques

La topographie de la F. D. O. R est accidentée avec une pente de 30 % et une exposition Nord-Est et Nord-Ouest. L'érosion est lente et importante. L'altitude varie entre 171 m (Marioua) et 990 m (Djebel Aria). La F. D. O. R fait partie des monts d'Ouarsenis et son réseau hydrique est formé par l'Oued Rhiou alimenté par un important chevelu hydrographique composé de petits Oueds (Bougrar, Boudjelada et Daoussa) qui prennent leur naissance dans les montagnes de Bourakba et El-Karn. Pour les Oueds secondaires, la F. D. O. R est composé des Oueds Hatem, Bougrar, Boudjelada et Malioua.

Cette région est caractérisée par un climat subhumide à semi-aride, des températures moyennes mensuelles de 26 à 27° C ($T_{\max} = 28,5^{\circ}\text{C}$ en Mars et Avril et $T_{\min} = 9,15^{\circ}\text{C}$ en Décembre et Janvier). La pluviométrie moyenne annuelle est de 429 mm.

Tableau 6 : Principales forêts domaniales de la région d'Ain Tarik, leur canton, leur superficie et leur composition dendrologique (D'après C. F. W. R et District d'Ain Tarik).

Forêt domaniale	Canton	Superficie (ha)		Composition dendrologique
Oued Rhiou	Marioua	387 ha et 34 ares	3567 ha et 34 ares	Pin Alep, Thuya, Lentisques
	Ain Dalia	863		Pin Alep, Thuya, Lentisques
	Tafrent	873		Pin Alep, Chêne vert, Chêne Kermès, Lentisques
	Djebel Aria	959		Pin Alep, Chêne vert, Chêne Kermès, Lentisques
	Djebel Sidi Moussa	480		Pin Alep, Chêne vert, Chêne Kermès, Lentisques.
Oued Telata	Ain el-kseub	192	1735 ha et 78 ares	Pin Alep, Lentisque.
	Djebel yahia	43		Pin Alep, Lentisque.
	Oued Tigzel	357		Pin Alep, Lentisque.
	Djebel Sidi Aide	843		Pin Alep, Lentisque.
	Koudiat Biah	300		Pin Alep, Chêne vert, Lentisques.
Melaab	Djebel el-Karn	944	1100 ha	Pin Alep, Chêne vert, Lentisques.
	Regah	156		Pin Alep, Chêne vert, Lentisques.
Totale :		6403 ha et 12 ares		

Du point de vue floristique, cette forêt présente une diversité de végétaux, des essences forestières comme le pin d'Alep issu par régénération naturelle mais le plus souvent par reboisement artificiel qui colonise les plus basses et hautes altitudes.

Le chêne vert occupe en seconde position des surfaces importantes et envahit les milieux forestiers par régénération purement naturelle qui est lente mais reste efficace étant donné

l'absence de reboisement de cette essence forestière. Le chêne vert constitue des beaux peuplements soit purs soit en association avec le pin d'Alep ou le chêne kermès. La troisième espèce principale dans cette forêt est le thuya de berbère. Quant au sous-bois, il est représenté essentiellement par les cistes et lentisques.

Du point de vue faunistique, la F. D. O. R abritent une faune très riche et diversifiée : des mammifères (renards, chacals, cochons, lapins sauvages...), des oiseaux (pigeons, faucons, chardonnerets...), et des reptiles (lézards, serpents...).

1.2.3. Localisation des sites d'étude

1.2.3.1. Site 1

Le 1^{er} site est situé à 14 km au Sud-Est de la commune d'Ain Tarik, dans la localité (Douar) de Kherrarba, canton de Tafrent. Ce site est caractérisé par un mélange de trois essences forestières principales : pin d'Alep, chêne vert très abondant et chêne kermès. Son altitude est varié entre 626m à 761m (**Figs. 24 b et d**).

Ses coordonnées Lambert sont les suivantes :

X1 : ; **Y1 :**
X2 : ; **Y2 :**

1.2.3.2. Site 2

Ce 2^{ème} site est situé à 4 km au Sud-Est de la commune d'Ain Tarik, dans la localité de Tidda, canton Ain Dalia. Il est caractérisé par une dominance presque totale du pin d'Alep avec quelques pieds du chêne vert et du chêne kermès. Son altitude est de 461 m à 606 m (**Figs. 24 c et d**).

Ses coordonnées Lambert sont les suivantes :

X1 : ; **Y1 :**
X2 : ; **Y2 :**

N.B. : Les données indiquées ci-dessus ont été collectées auprès du Chef District d'Ain Tarik (M. Rahmani), d'un ingénieur d'État en Agronomie (M. Mimoune) et de trois gardes forestiers (M. Douici, M. Gueleb, M. Douiss).

abcd

Fig. 24 : Présentation de la région d'étude. (a) : Vue d'ensemble de la forêt Domaniale Oued Rhiou. (b) : Vue d'ensemble du site de Kherrarba. (c) : Vue d'ensemble du site de Tidda. (d) : Localisation géographique de deux sites d'études (Carte d'État-Major Guillaumet N° 158_B9- C11 au 1/50000, 1953).

1.3. Matériel

1.3.1. Récolte des sporophores des champignons

Pour la récolte des sporophores, nous avons procédé un échantillonnage aléatoire sans utiliser de méthodes statistiques particulières en raison de l'absence des méthodes d'investigations spécifiques aux études mycologiques (Guinberteau et Courtecuisse, 1997).

Les sporophores des champignons sont soigneusement récoltés car de nombreuses espèces présentent un tissu fragile qui se dégrade et s'altère rapidement au cours de la récolte ou lors de transport et leur identification sera difficile au laboratoire.

Les sporophores collectés sont débarrassés avec précaution des débris de terre et de végétaux et mis chacun isolément dans des sacs en papier qui restent ouvert à l'air libre pendant toute la durée de notre prospection (**Fig. 25 a et b**).

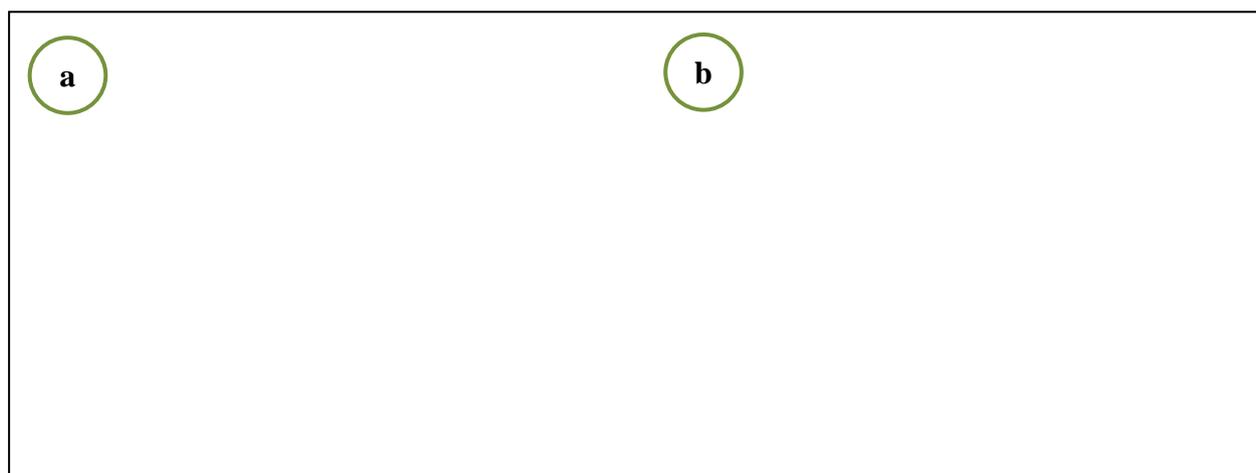


Fig. 25 a et b : Récolte des sporophores des champignons.

1.3.2. Prélèvement des mycorhizes naturelles

Avant de prélever les racines, nous avons d'abord choisi et localisé des lieux de prélèvement des racines en essayant de cartographier la végétation locale (emplacement précis des arbres du chêne vert sur le terrain par rapport au chemin de traverse, ruisseau, des bois tombés au sol) afin de les retrouver plus facilement lors de nouvelles prospections sur le terrain.

Les racines fines sont récoltées directement à partir de racines secondaires de l'essence végétale (**Fig. 26 a**), avec une quantité de sol, de litière et des feuilles de l'arbre et mises dans des sachets en plastique étiquetés (**Fig. 26 b**).

Les racines prélevées sont soigneusement rincées à l'eau, et conservées dans un fixateur F. A. A composé d'un mélange : Formol, Alcool (éthanol) et acide acétique (**Annexe 3**).



Fig. 26 : Récolte des racines mycorhizées. (a) : Méthode de prélèvement des racines fines mycorhizées. **(b) :** Présentation des racines mycorhizées (chêne vert et quelques essences forestières) avec une quantité de sol et de la litière lors de transport.

1.3.3. Prélèvement des échantillons de sol

Dans chaque site d'étude, des échantillons de sol sont prélevés à différents endroits à des profondeurs de 5 à 20 cm, les échantillons sont ensuite mélangés afin d'obtenir un échantillon représentatif de sol de chaque site. Les échantillons de sol ont été séchés à l'air libre puis tamisés (tamis de 2 mm de diamètre) pour éliminer les cailloux et les gros débris de matière organique. Ils sont mis dans des sacs en plastique fermés et étiquetés pour leur analyse.

1.4. Méthodes

1.4.1. Analyse des paramètres écologiques des sites d'étude

1.4.1.1. Etude des paramètres climatiques

Nous avons suivi trois principaux paramètres climatiques : la température, l'humidité et la pluviométrie. Selon Ohenoja (1993), ces deux derniers varient suivant la latitude et l'altitude, ils favorisent le développement des espèces fongiques.

Les données climatiques proviennent de l'Agence Nationale des Ressources Hydriques (A. N. R. H) (Wilaya de Relizane) pour la Station de Gargar qui constitue la station Météorologique la plus proche de notre région d'étude.

1.4.1.2. Analyse physico-chimique des échantillons de sols

Les échantillons de sol prélevés ont été analysés au Laboratoire Régional des Analyses du Sol d'El-Matmar (I. N. S. I. D) (W. Relizane). L'analyse du phosphore et de l'azote a été réalisée au Laboratoire des Analyses du Sol d'Annaba par l'intermédiaire du Laboratoire Régional d'El-Matmar.

1.4.1.3. Relevé floristique

Une étude de la végétation a été réalisée dans les deux sites d'étude afin d'établir une liste des espèces végétales présentes et accompagnant les champignons forestiers récoltés surtout les champignons symbiotiques où la présence de l'hôte est indispensable pour leur survie.

La structure du couvert forestier (âge et densité du couvert) ainsi que la végétation du sous-bois seraient des facteurs déterminant la richesse et l'abondance des espèces (Martínez-Peña *et al.*, 2012 b).

Les espèces végétales ont été photographiées *in situ* à chaque prospection réalisée dans les sites d'étude. Leur identification a été effectuée au Laboratoire d'Ecologie Végétale de l'Université d'Oran Es-Senia.

1.4.2. Examens des mycorhizes naturelles

Les mycorhizes du chêne vert prélevées *in situ* et conservées dans le F. A. A sont examinées au laboratoire sous la loupe stéréoscopique et photographiées.

Nous avons noté leur morphologie (dichotomique, simple...etc.), leur couleur (marron, gris...etc.) et la présence ou absence de mycélium externe.

Les examens microscopiques des mycorhizes après coloration et l'estimation du taux de l'infection mycorhizienne ont été effectués en utilisant les mêmes méthodes que celles décrites dans cette partie expérimentale pour les mycorhizes obtenues en serre.

1.4.3. Examens des sporophores des champignons récoltés

1.4.3.1. Examens macroscopiques

Les sporophores des champignons ont été photographiés *in situ* avant leur récolte, en prenant soin de noter leur substrat naturel (mousses, arbre mort, sous tronc ou auprès d'arbre vivant), leur mode de développement « caractère social de champignon » (seul ou en groupe). D'autres ont été photographiés au laboratoire.

Les caractéristiques macroscopiques des sporophores sont importantes pour la détermination de l'espèce fongique. Les examens macroscopiques permettent d'étudier les critères suivants :

- **Chapeau** : la taille en centimètre, la forme, la marge, la couleur et la texture (gluant, fibreux, squameux...);
- **Pied** : la hauteur et la largeur en millimètres, la couleur, la présence d'anneau, une volve ou un bulbe basal ;
- **Chair** : la couleur, la texture (si elle est fibreuse ou friable) ;
- **Lames** : la couleur, forme, mode d'insertion (d'attachement) sur le pied.

D'autres caractéristiques importantes doivent être prises en compte : **l'odeur** qui reste parfois difficile à caractériser et **l'écoulement de latex** comme les lactaires qui produisent à la cassure un lait de différentes couleurs, la couleur particulière de ce lait qui change rapidement au contact de l'air c'est une caractéristique très importante pour déterminer ces espèces.

L'ensemble des caractéristiques macroscopiques sont enregistrées sur une fiche descriptive de chaque espèce fongique.

1.4.3.2. Examens microscopiques

Les examens microscopiques sont effectués sur des coupes à main levée au niveau de l'hyménium, de la chair, du pied et des spores ; les observations sont réalisées dans l'eau, l'ammoniaque et le bleu coton.

Les dimensions des spores sont mesurées à l'aide d'un micromètre oculaire étalonné muni d'une échelle micrométrique à partir d'une sporée ou d'un fragment du champignon hydraté dans une petite quantité d'eau distillée stérile. La forme et la couleur des spores sont aussi décrites.

1.4.3.3. Réalisation d'une sporée

La technique pour réaliser une sporée est très simple, le chapeau d'un champignon frais est coupé et l'hyménium (partie fertile) est placé sur un papier blanc (dirigé vers le bas) puis recouvert par un verre pour éviter sa dessiccation et maintenir une atmosphère confinée humide (**Fig. 27**). Les résultats d'une sporée sont obtenus après 24 heures.



Fig. 27 : Technique d'obtention d'une sporée.

1.4.4. Conservation des sporophores de champignons en herbier

Après leur description macroscopique et microscopique, les différents sporophores de champignons sont étalés à l'ombre dans un endroit bien aéré et sec. Après leur séchage, ils sont conservés chacun isolément dans des sacs de papier brun étiquetés et mis dans un endroit aéré et sec. L'étiquetage porte un numéro d'ordre de récolte composé du numéro de l'échantillon et sa date de récolte.

1.4.5. Réalisation de l'enquête mycologique

L'objectif de cette enquête mycologique, effectuée au niveau du District d'Ain Tarik et de la Circonscription d'Ammi Moussa, est de déterminer les espèces comestibles consommées par les populations locales qui sont surtout des agriculteurs. Les personnes enquêtées sont des hommes le plus souvent âgés et amateurs de champignons forestiers sauvages.

Cette enquête a été réalisée avec l'aide d'un ingénieur d'État en Agronomie (M. Mimoune) et de gardes forestiers sur 170 personnes parmi les inscrivants dans le Programme de Proximité de Développement Rural Intégré (P. P. D. R. I).

Le questionnaire de cette enquête est simple, il consistait à répondre par « *oui* » ou « *non* » pour la consommation des champignons. Si « *oui* », on demande à la personne des précisions sur

la couleur et la forme du champignon en lui présentant des guides terrain ainsi que des photos des champignons récoltés dans cette région (**Fig. 28**) (**Annexe 4**).

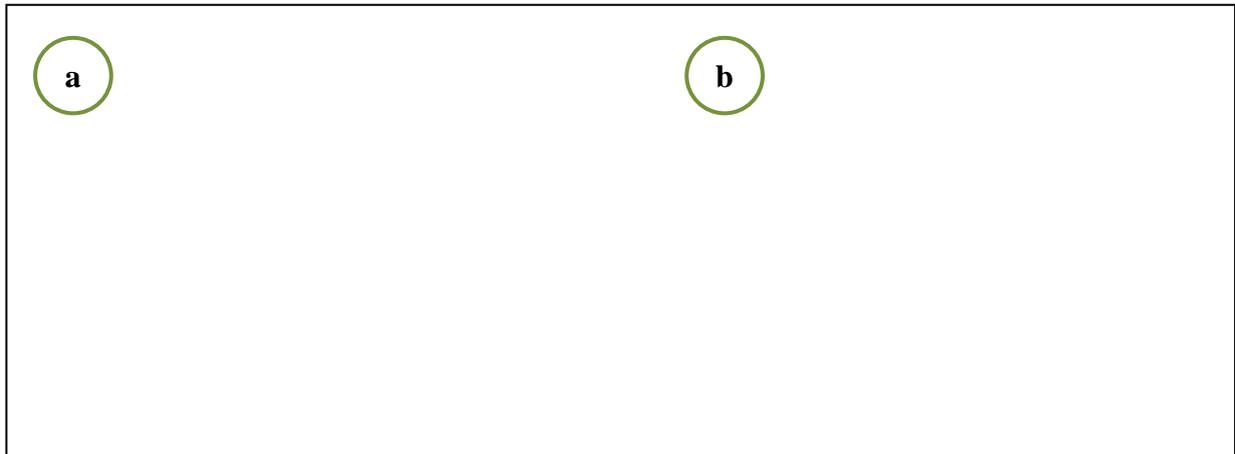


Fig. 28 : Enquête mycologique dans le District d'Ain Tarik. (a) : Agriculteurs enquêtés.
(b) : Gardes forestiers menant l'enquête.

1.4.6. Constitution d'une base de données des champignons récoltés

Toutes ces espèces identifiées ont été saisies sous format informatique dans **une Base de Données Access 2010** (Leite, 2008) afin d'écrire et caractériser le relevé mycologique de cette région. Cette base de données comporte toutes les informations concernant nos espèces récoltées telles que : la taxonomie de l'espèce (non commun, non latin), les caractéristiques du relevé (date de récolte, nom de site) et l'écologie de l'espèce (mode de vie, substrat, essences) (**Fig. 29**).

N° du champignon	Site de récolte	Nom du canton	Nom de la foreet	Nom commun du champignon	Classe	Ordre	Famille
0106022011	Kherrarba	Tafrent	F D O R	Lactaire délicieux	Basidiomycetes	Russulales	Russulac

Ordre	Famille	Genre	Espèces	Mode de vie	Type d'essence	Type de substrat	Altitude	observations
Russulales	Russulaceae	Lactarius	deliciosus	Symbiotique	chêne vert / pin d'Alep	/	626m à 761m	

Fig. 29 : Présentation du modèle de la base de données Access 2010 regroupant les principales informations sur un champignon (lactaire délicieux).

2. Essai de mycorhization contrôlée entre chêne vert et Lactaire délicieux

2.1. Matériel

2.1.1. Matériel végétal

Les glands du chêne vert proviennent de la localité de Kherrarba (Ain Tarik) ont été conservés dans des sacs en papier ou dans des enveloppes à la température ambiante, à l'abri de la lumière et de l'humidité, afin de préserver leur vitalité jusqu'à l'utilisation (**Fig. 30**).

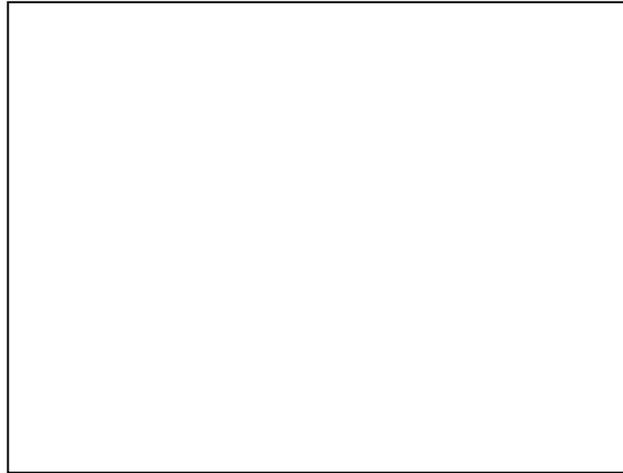


Fig. 30 : Glands du chêne vert utilisés dans la synthèse mycorhizienne.

2.1.2. Matériel fongique

Des sporophores de *Lactarius deliciosus*, champignon ectomycorhizien récolté dans la localité de Kherrarba, sont séchés et conservés dans des sacs de papier brun étiquetés jusqu'à leur utilisation (**Fig. 31**).



Fig. 31 : Morphologie de *Lactarius deliciosus*.

Le genre *Lactarius*, appartenant au phylum des Basidiomycota, à l'ordre des Russulales et à la famille des *Russulaceae*, comprend plus de 450 espèces décrites dans le monde (Comandini *et al.*, 2011) dont 59 espèces sont connues comme comestibles ou ayant des propriétés médicinales (Boa, 2004). C'est le groupe le plus facile à identifier grâce au « lait » ou « latex » qui s'écoule des lamelles ou de la chair à la cassure.

Les lactaires sont des espèces ectomycorhiziennes qui comprennent de nombreuses espèces comestibles telles que *Lactarius deliciosus*, l'espèce la plus connue et comestible par excellence (De Roman et Boa 2006 ; Ortega-Martínez *et al.*, 2011) appartenant à la section *Deliciosi* (Fr.: Fr.) Redeuilh, Verbeken et Walley. Toutes les espèces de cette section *Deliciosi* forment des ectomycorhizes avec les conifères (en Europe) principalement aux diverses espèces de *Pinus* mais également avec *Picea abies* et *Larix spp.* (Wang *et al.*, 2012).

Les membres de cette section partagent leurs caractéristiques typiques avec les autres lactaires par une chair fragile et présence du lait (Wang *et al.*, 2012). La couleur de ce lait qui caractérise l'espèce peut être : jaune terne à orange lumineuse (*Lactarius deliciosus*), rouge, brun ou bleu d'indigo (Nuytinck et Verbeken, 2007).

Ces espèces se trouvent naturellement dans tout l'hémisphère Nord, bien qu'elles apparaissent semblables morphologiquement, l'analyse moléculaire confirme leur incompatibilité et décrit 38 taxons (Nuytinck *et al.*, 2007) dont 9 sont acceptés en Europe (Nuytinck et Verbeken, 2007).

2.2. Méthodes

2.2.1. Synthèse mycorhizienne

2.2.1.1. Stratification des glands du chêne vert

La méthode consiste à désinfecter les glands à l'eau de Javel à 12° chlorométriques selon la technique de l'I. N. R. A de Clermont Ferrand pendant 5min et les rincer 3 fois à l'eau distillée stérile. Ils sont ensuite mis à germer sur du sable humidifié stérile dans des boîtes de Pétri de grande dimension placées au réfrigérateur à 4°C, pour une stratification, pendant environ 1 mois.

2.2.1.2. Désinfection du substrat de culture

La terre provenant de la localité de Kherrarba (Site 1) est séchée à l'air libre, tamisée à travers d'un tamis de 2 mm de diamètre pour éliminer les cailloux et les débris de matière organique puis désinfectée à l'autoclave pendant 1 heure à 120° C. Elle est ensuite laissée

reposer à l'air libre pendant une semaine afin que les produits toxiques volatils, s'ils existent, puissent s'évaporer (Fortas, 1990).

La vermiculite (après un lavage à l'eau de robinet et séchage) est stérilisée au four Pasteur à 180° C pendant 3 h ; le gravier est aussi désinfecté à l'autoclave 1 h à 120° C.

2.2.1.3. Préparation de l'inoculum

L'inoculum fongique est préparé à partir d'une suspension sporale. Les sporophores de lactaire après leur séchage sont réhydratés pendant 24 h dans l'eau distillée stérile puis broyés à l'aide d'un mixeur électrique jusqu'à l'obtention d'une suspension sporale homogène. Cette suspension a été mélangée à 2/3 (V/V) de terre désinfectée et à 1/3 (V/V) de vermiculite préalablement stérilisé pour l'obtention d'un l'inoculum fongique.

2.2.1.4. Réalisation de la synthèse mycorhizienne

La synthèse mycorhizienne est réalisée en pots ouverts de 500 mL sur la terre désinfectée. Les pots en matière plastique sont préalablement lavés et désinfectés à l'eau de javel 12° chlorométriques.

Chaque pot est tapissé d'une couche de gravier désinfecté afin d'assurer le drainage des eaux d'arrosage puis rempli au 2/3 de son volume de terre désinfectée. L'inoculum est placé au centre du pot et recouvert du volume de terre restant (1/3). Un gland de chêne vert pré-germé est ensuite placé dans chaque pot directement sur le substrat.

Nous avons utilisé 60 pots dont 30 pots pour les plants inoculés et 30 pour les témoins. Les plants sont élevés en serre non climatisée et arrosée périodiquement à l'eau douce.

2.2.2. Méthodes d'étude des ectomycorhizes obtenues en serre

L'installation du champignon ectomycorhizien a été suivie pendant 13 mois. Les systèmes racinaires des plants ont été examinés à l'âge de 3, 6, 9 et 13 mois à intervalle de 3 mois afin de décrire l'âge de mycorhize établie.

2.2.2.1. Méthodes d'observation des racines

Les systèmes racinaires des plants du chêne vert prélevés en totalité sont soigneusement lavés à l'eau de robinet sans endommager les racines secondaires et conservées dans le fixateur F. A. A. Ils sont ensuite examinés sous la loupe stéréoscopique afin de décrire la morphologie et la couleur des ectomycorhizes ainsi que la présence du mycélium frangeant.

2.2.2.2. Technique de coloration (Wubet *et al.*, 2003)

Les échantillons des racines prélevées *in situ* ou prélevées en serre sont colorés selon la méthode de Wubet *et al.*, 2003 qui consiste à placer les racines dans solution de KOH 10 % à 90°C pendant 1h pour les racines inoculées et 3 h pour les racines naturelles afin de vider les contenus cellulaires. Après élimination du KOH et rinçage à l'eau distillée, les racines sont blanchies dans une solution de l'eau oxygéné 10 % pendant 5 min, rincées plusieurs fois à l'eau distillée, acidifiées dans une solution de HCl 10 % pendant 5 min puis colorées par une solution de bleu de trypan de bleu de trypan (0,1 %) au lactophénol (**Annexe 3**) à 90° C pendant 30 min et rincées plusieurs fois.

Des fragments racinaires de 1cm de longueur sont ensuite observés au microscope photonique entre lame et lamelle dans une goutte de lactoglycérol.

2.2.2.3. Méthode d'évaluation de l'infection mycorhizienne

Après la coloration au bleu de trypan (0,1 %) au lactophénol des racines des plants élevés en serre ou naturelles, 50 segments d'environ de 1cm sont pris au hasard et placés entre lame et lamelle (10 fragments / lame) dans une goutte de lactoglycérol et observés au microscope photonique.

La fréquence de la mycorhization F est exprimée par le pourcentage de l'intensité de l'infection mycorhizienne (Trouvelot *et al.*, 1986) :

$$F\% = \frac{100 (N - N_0)}{N}$$

N : Nombre de fragments observés.

N₀ : Nombre de fragments non infectés.

2.2.2.4. Méthode d'évaluation de l'indice de dépendance mycorhizienne

L'Indice de Dépendance Mycorhizienne Relative (**IDMR**) a été calculé à partir des moyennes des biomasses aériennes (Plenchette *et al.*, 1983 in Echairi *et al.*, 2008) :

$$IDMR = \frac{100(psM_+ - psmM_-)}{psM_+}$$

psM₊ : Poids secs des parties aériennes des plants mycorhizés.

psM₋ : Poids secs des parties aériennes des plants non mycorhizés.

2.2.2.5. Méthode d'évaluation de la croissance des plants

Après 13 mois de culture en serre, la croissance aérienne des plants du chêne vert inoculés et témoins est estimée par la hauteur de la partie aérienne, le nombre et la superficie des feuilles, épaisseur de la tige, les poids frais et sec de la partie aérienne, le nombre des racines courtes secondaires ainsi que le poids frais de la partie racinaire (Dib-Bellahouel, 2012 ; Bouazza, 2013).

Le séchage des plants est réalisé dans une étuve à 80° C pendant 16 h pour l'estimation de leur poids sec (Dib-Bellahouel, 2012 ; Bouazza, 2013).

2.2.2.6. Interprétation statistique

Les résultats des mesures des paramètres de la croissance des plants du chêne vert sont traités en utilisant **Microsoft Excel 2010** et le logiciel **STATISTICA**.

Conclusion et Perspectives



Dans ce travail, nous avons effectué une étude myco-écologique des champignons forestiers de la forêt Domaniale Oued Rhiou (Ain Tarik, Wilaya de Relizane), de la morphologie de leurs associations mycorhiziennes avec le chêne vert en conditions naturelles et nous avons réalisé l'association mycorhizienne en conditions contrôlées entre le chêne vert et un basidiomycète ectomycorhizien comestible.

Des prospections mycologiques effectuées dans cette forêt pendant deux années successives nous ont permis d'effectuer l'étude myco-écologique qui consiste à déterminer les paramètres climatiques, les caractéristiques physico-chimiques du sol, la diversité floristique et fongique.

L'étude des paramètres climatiques (température, pluviométrie et humidité relative) indique qu'il existe une forte corrélation entre l'apparition des champignons et les facteurs environnementaux.

L'analyse pédologique a montré que les espèces fongiques récoltées dans le site 1 (Kherrarba) se développent sur un sol limono-sableux (LS), alcalin, non salé, faiblement calcaire, pauvre en phosphore assimilable et à teneur moyenne en azote et en matière organique. Les espèces fongiques du site 2 (Tidda) préfèrent un sol limono-argilo-sableux (LAS), alcalin, non salé, pauvre en phosphore assimilable, bien pourvu en azote, moyennement pourvu en calcaire et en matière organique.

Les deux sites d'étude se caractérisent par une importante diversité floristique regroupant des espèces herbacées et arbustives avec une dominance des astéracées: 27 familles et 41 genres dans le site 1 et 23 familles et 37 genres dans le site 2. Quant aux essences forestières, en particulier le pin d'Alep et le chêne vert, elles sont présentes dans les deux sites avec une prédominance du chêne vert dans le site 1 et du pin d'Alep dans le site 2. Le chêne kermès se rencontre dans les deux sites d'étude.

L'inventaire fongique révèle l'importance d'une diversité fongique. Les sporophores récoltés dans le site 1 appartiennent à 14 familles (16 genres et 23 espèces) avec une prédominance des Pezizacées (18 %) et Helvellacées (13 %). Dans le site 2, il y a peu d'espèces fongiques ; elles sont représentées par 6 familles (10 genres et 15 espèces) dont 26 % de Boletacées et Tricholomataceés, 20 % de Cortinariacées. La majorité des espèces fongiques récoltées sont des basidiomycètes (56,52 % et même à 100 % dans le site 2) ; les ascomycètes ne représentent que 43,47 % dans site 1.

Cet inventaire fongique a permis de confectionner un herbier qui contient plus de 61 sporophores à l'état sec. Cet herbier permettra d'effectuer ultérieurement des études taxonomiques plus approfondies de biologie moléculaire.

Une base de données Access 2010 contenant plus de 38 espèces réparties en 17 familles et 22 genres a été créée afin de rassembler toutes les espèces fongiques récoltées dans cette forêt. Cette Base de Données est un outil informatique indispensable pour la gestion d'un herbier et l'exploitation des données sous différents formats (fiches d'identification, listes...).

Les résultats de l'enquête aléatoire menée dans la région d'étude auprès 170 personnes ont révélé que plus de 53% des consommateurs de champignons forestiers sont surtout des amateurs de champignons comestibles sauvages en particulier d'*Agaricus* sp. (récolté uniquement dans la forêt de Ramka en Décembre 2011).

Les résultats de l'essai de mycorhization entre le chêne vert (*Quercus ilex*) et le lactaire délicieux (*Lactarius deliciosus*), en conditions contrôlées, ont montré que le développement des plants de chêne est très affecté par le facteur inoculation, après 13 mois de culture en serre. La mycorhization améliore significativement la croissance des plants inoculés par rapport aux témoins : hauteur, biomasse de la partie aérienne, épaisseur de la tige, nombre des feuilles, poids frais de la partie racinaire et nombre des racines secondaires.

Le taux de mycorhization du chêne vert associé au lactaire délicieux est faible (18%). Ces résultats indiquent que l'infection fongique évolue lentement dans le système racinaire probablement à cause de l'inoculum sporal utilisé ou/ et de la plante hôte ou des conditions de culture.

L'indice de dépendance mycorhizienne (IDMR) de 30,3% indique que *Q. ilex* est modérément dépendant des ectomycorhizes à *L. deliciosus*.

Les examens microscopiques des racines du chêne vert inoculées, traitées et colorées au bleu de trypan n'ont pas permis pas de confirmer que *L. deliciosus* forme des ectomycorhizes typiques avec un manteau fongique et un réseau de Hartig. Cependant, la morphologie des racines courtes entourées d'hyphes ressemblant à ceux des basidiomycètes semblent se rapprocher de celles des ectomycorhizes décrites dans la littérature dans d'autres associations ectomycorhiziennes avec *Quercus* sp. Les glomérules observées au niveau du système racinaire des plants inoculés par *L. deliciosus* caractérisent aussi les ectomycorhizes du chêne vert.

Les examens macroscopiques des mycorhizes naturelles du chêne vert révèlent une diversité morphologique des ECM naturelles (simples, dichotomiques et coralloïdes, racémeuses) formées par des nombreuses espèces fongiques ectomycorhiziennes inventoriées appartenant à diverses familles (Helvellaceae, Morchellaceae, Pezizaceae, Boletaceae, Cortinariaceae et Entolomataceae). Le taux de mycorhization est de 98 à 100%.

En perspectives de ce travail, il serait utile de:

- compléter cette étude myco-écologique préliminaire dans les deux sites d'étude ou d'autres sites de la F.D.O.R ;
- identifier les champignons forestiers par des études moléculaires pour confirmer et compléter leur identification ;
- élaborer des atlas et des guides terrains des champignons forestiers dans les deux sites d'étude de la F.D.O.R ;
- organiser des journées de sensibilisation mycologique en collaboration avec des mycologues spécialistes de champignons forestiers pour les consommateurs ruraux de ces champignons. Ces journées permettront de réduire les nombreuses intoxications dans les populations locales suite à la consommation de champignons non comestibles, d'après le Service de Prévention de Oued Rhiou ;
- encourager les recherches sur les champignons comestibles de la région d'étude en particulier les bolets, les lactaires et surtout les morilles ;
- maîtriser la mycorhization contrôlée entre le lactaire délicieux et le chêne vert ou entre d'autres essences forestières et d'autres champignons ectomycorhiziens importants dans cette région afin de produire des plants mycorhizés en pépinière qui pourront être utilisés dans les programmes de reboisement ;
- et enfin, caractériser par des outils moléculaires les ectomycorhizes formées par ces champignons ECM afin de mieux connaître leur importance dans ces régions.

Références Bibliographiques



- Aboura R., 2006.** Comparaison phytoécologique des atriplexaies situées au Nord et au Sud de Tlemcen. Mém. Magister, Univ. Abou Bakr Belkaid, Tlemcen, 197 p.
- Abourouh M., 2011.** Les champignons ectomycorhiziens comestibles du Maroc : Diversité et niches écologiques. 6^{ème} workshop International sur les Champignons Mycorhiziens Comestibles (IWEMM6), Rabat (Maroc), p. 17.
- Achhal H., Akabli O., Barbero M., Benabid A., M'hirit A., Peyre C., Quézel P., Rivas-Martinez S., 1979.** A propos de la valeur bioclimatique et dynamique de quelques essences forestières du Maroc. Ecol. Medit., pp. 211-249.
- Agerer R., 2006.** Fungal relationships and structural identity of their ectomycorrhizae. Mycol. Progress, 5: 67-107.
- Agrahar-Murugkar D., Subbulakshmi G., 2005.** Nutritional value of edible mushrooms collected from the Khasi hills of Meghalaya. Food Chem., 89: 599-603.
- Ágreda T., Cisneros Ó., Águeda B., Fernández-Toirán L. M., 2013.** Age class influence on the yield of edible fungi in a managed Mediterranean forest. Mycorrhiza, pp. 1-10. (Article sous-pressé).
- Águeda B., Parladé J., Fenández-Toirán L. M., Cisneros Ó., De Miguel A. M., Modrego M. P., Martínaz-Peña F., Pera J., 2008.** Mycorrhizal synthesis between *Boletus edulis* species complex and rockroses (*Cistus* sp.). Mycorrhiza, 18: 443-449.
- Aïbeche Ch., 2008.** Caractéristiques écologiques et mycologiques d'une espèce de terfez du littoral Ouest algérien. Essai de mycorhization contrôlée avec sa plante-hôte naturelle *Helianthemum guttatum*. Mém. Magister, Univ. Oran, 85 p.
- Aïbeche Ch., Fortas Z., 2010.** Contribution à l'étude des mycorhizes à *Terfezia boudieri* Chat. du littoral ouest algérien. 1^{er} Congrès International, Symbioses Mycorhiziennes: Ecosystèmes et Environnement en milieu Méditerranéen (MYCOMED), Marrakech (Maroc), p. 194.
- Aldrich P. R., Cavender-Bares J., 2011.** *Quercus*. In: Kole C., (ed.) Wild Crop Relatives: Genomic and Breeding Resources, Forest Trees, Springer-Verlag Berlin Heidelberg, pp. 1-26.
- Alejano R., Tapias R., Fernández M., Torres E., Alaejos J., 2007.** Influence of pruning and the climatic conditions on acorn production in holm oak (*Quercus ilex* L.) dehesas in SW Spain. Ann. For. Sci., 65: 209-218.
- Alexander I. J., 2006.** Ectomycorrhizas: Out of Africa? New Phytol., 172: 589-591.
- Alexopoulos C. J., Mims C. W., Blackwell M., 1996.** Introductory Mycology. 4th Eds. John Wiley and Sons, New York, 869 p.
- Alofe F. V., 1991.** Aminoacids and trace minerals of three edible wild mushrooms from Nigeria. J. Food Comp. Anal., 4(2) : 167-174.
- Alsheikh A. M., Trappe J. M., 1983.** Desert truffles: the genus *Tirmania*. Trans. Br. Mycol. Soc., 8 (1): 83-90.
- Amandier L., 1996.** Quelle gestion pour les forêts privées de Chêne blanc et de Chêne vert en région Provence - Alpes – Côte d'Azur ? Forêt méditerranéenne, 17 (3) :179-185.
- Amat J. P., Dorize L., Le Cœur C., 2008.** Éléments de géographie physique. Cours, documents, travaux dirigés. 2^{ème} éd. Ed. Bréal, France, 463 p.
- Appelhans M., Weber C. H., Imhof S., 2008.** Rutaceae sampled from Germany, Malta, and Mallorca (Spain) are associated with AMF clustering with *Glomus hoi* Berch and Trappe. Mycorrhiza, 18: 263-268.
- Arnolds E., 1991.** Decline of ectomycorrhizal fungi in Europe. Agr. Ecosyst. Environ., 35: 209-244.
- Association (A). Française (F). Lichénologie (L), 2011.** Les lichens. Un enjeu pour la biodiversité du Finistère. Ed. Conseil général du Finistère, Service des espaces naturels et des paysages, France, 11p.
- Auzias D., Labourdette J. P., 2011.** Petit Futé Sardaigne 2011-2012: Country guide. 9^{ème} éd. Ed. Universitaire, Paris, 399 p.

- Auzias D., Labourdette J. P., 2012.** Petit Futé Sardaigne 2013-2014: Country guide. 11^{ème} éd. Ed. Universitaire, Paris, 408 p.
- Awameh M. S., Alsheikh A., 1979 a.** Laboratory and field study of four kinds of truffle (kamah), *Terfezia* and *Tirmania* species, for cultivation. *Mush. Sc.*, 10: 507-517.
- Awameh M. S., Alsheikh A., 1979 b.** Characteristics and ascospore germination of white kame (*Tirmania nivea* and *T. pinoyi*). *Ann. Phytopathol.*, 11: 223-229.
- Awameh M. S., Alsheikh A., 1980 a.** Ascospore germination of black kame (*Terfezia boudieri*). *Mycologia*, 72 (1): 50-54.
- Awameh M. S., Alsheikh A., 1980 b.** Features and analysis of spore germination in the brown kame *Terfezia claveryi*. *Mycologia*, 72 (3): 494-499.
- Bâ A., Duponnois R., Diabaté M., Dreyfus B., 2011.** Les champignons ectomycorhiziens des arbres forestiers en Afrique de l'Ouest. Méthodes d'étude, diversité, écologie, utilisation en foresterie et comestibilité. Collection didactiques. Eds. IRD, France, 252 p.
- Badalyan S., 2012.** Medicinal Aspects of Edible Ectomycorrhizal Mushrooms. In: Zambonelli A., Bonito G. M. (Eds.) Edible Ectomycorrhizal Mushrooms, *Soil Biology* 34, Springer-Verlag Berlin Heidelberg, pp. 317-334.
- Baeza A., Guillén J., Mietelski J. W., 2004 a.** Uptake of alpha and beta emitters by mushrooms collected and cultured in Spain. *J. Radioanal. Nucl. Chem.*, 261: 375-380.
- Baeza A., Hernández S., Guillén J., Moreno G., Manjón J. L., Pascuala R., 2004 b.** Radiocaesium and natural gamma emitters in mushrooms collected in Spain. *Sci. Total Environ.*, 408: 84-91.
- Bakkali M., Qarro M., Diouri M., Barbero M., Bourbouze A., 2000.** Phytomasse aérienne du cytise de Battandier (*Argyrocystis battandieri* Maire) dans le Moyen Atlas marocain. *Fourrages*, 162 :169-179.
- Bakken L. R., Olsen R. A., 1990.** Accumulation of radiocaesium in fungi. *Can. J. Microbiol.*, 36: 70-710.
- Baptista P., Pereira E., 2011.** Abundance and diversity of ectomycorrhizal mushrooms in differently-aged *Pinus pinaster* forests of North-East Portugal. 6^{ème} workshop International sur les Champignons Mycorhiziens Comestibles (IWEMM6), Rabat (Maroc), p. 29.
- Baptista P., Tavares R. M., Lino-Neto T., 2011.** Signaling in Ectomycorrhizal Symbiosis Establishment. In: Rai M., Varma A., (Eds.) Diversity and Biotechnology of Ectomycorrhizae, *Soil Biology* 25, Springer-Verlag Berlin Heidelberg, pp. 157-175.
- Barbero M., Loisel R., 1980.** Le chêne vert en région méditerranéenne. *Rev. For. Fr.*, XXXII, (6): 531-543.
- Barbieri E., Ceccaroli P., Palma F., Agostini D., Stocchi V., 2012.** Ectomycorrhizal Helper Bacteria: The Third Partner in the Symbiosis. In: Zambonelli A., Bonito G. M. (Eds.) Edible Ectomycorrhizal Mushrooms, *Soil Biology* 34, Springer-Verlag Berlin Heidelberg, pp. 125-141.
- Barroetaveña C., La Manna L., Alonso M. V., 2008.** Variables affecting *Suillus luteus* fructification in ponderosa pine plantations of Patagonia (Argentina). *For. Ecol. Manag.*, 256: 1868-1874.
- Barros L., Baptista P., Correia D. M., Casal S., Oliveira B., Ferreira I. C .F .R., 2007.** Fatty acid and sugar compositions and nutritional value of five wild edible mushrooms from Northeast Portugal. *Food Chem.*, 105: 140-145.
- Bassani V. N., Barroetaveña C., Rajchenberg M., 2013.** Spores of ectomycorrhizal fungi as inoculants for *Nothofagus pumilio* and exotic conifer seedlings in Patagonia, Argentina: their activity and conservation. *New For.*, 44: 471-485.
- Baxter J. W., Dighton J., 2001.** Ectomycorrhizal diversity alters growth and nutrient acquisition of grey birch (*Betula populifolia*) seedlings in host-symbiont culture conditions. *New Phytol.*, 152: 139-149.
- Beddiar A., 2002.** Les symbioses racinaires chez les principales essences forestières spontanées ou introduites dans Nord-Est algérien (étude particulière de la symbiose quadripartite chez l'aulne glutineux). Thèse Doctorat d'état, Univ. Badji Mokhtar, Annaba, 223 p.

- Bedini S., Bagnoli G., Sbrana C., Leporini C., Tola E., Dunne C., D'Andrea F., O'Gara F., Nuti M. P., 1999.** *Pseudomonas* isolated from within fruit bodies of *Tuber borchii* are capable of producing biological control or phytoestimulatory compounds in pure culture. *Symbiosis*, 26: 223-236.
- Bédry R., Llanas B., Danel V., Fayon M., 2007.** Guide pratique de toxicologie pédiatrique. 2^{ème} éd. Ed. Arnette, Groupe Liaisons SA., France, 319 p.
- Bellon S., Cabannes B., Dimanche M., Guerin G., Garde L., Msika B., 1996.** Les ressources Sylvopastorales des chênaies méditerranéennes. *Forêt méditerranéenne*, XVII, 3 :197-209.
- Benabdeli K., 1996.** Aspects physionomico-structural et dynamique des écosystèmes forestiers face à la pression Anthropozoogène dans les Monts de Tlemcen et les Monts de Dhaya (Algérie septentrionale occidentale). Thèse de doctorat. Univ. Sidi Bel Abbes, 356 p.
- BenabidA., 1985.** Les écosystèmes forestiers pré-forestiers et pré-steppiques du Maroc diversité, répartition biogéographique et problèmes posés par leur aménagement. *Forêt méditerranéenne*, VII, 1 : 53-64.
- Bieleski R. L., 1973.** Phosphate pools, phosphate transport, and phosphate availability. *Ann. Rev. Plant. Physiol.*, 24: 225-252.
- Bignell D.E., 2006.** Termites as soil engineers and soil processors. *In: König H., Varma A., (Eds.) Intestinal microorganisms of termites and other invertebrates*, Springer Berlin, pp. 183-220.
- Blandeau E., 2012.** Etat des lieux du potentiel anticancéreux de neuf champignons macroscopiques. Thèse Doctorat, Univ. Angers, France, 112 p.
- Blaudez D., Botton B., Chalot M., 2000.** Cadmium uptake and subcellular compartmentation in the ectomycorrhizal fungus *Paxillus involutus*. *Microbiology*, 146: 1109-1117.
- Boa E., 2004.** Wild Edible Fungi. A global overview of their use and importance to people. *Non-Wood Forest Products*, Vol.17, FAO, Rome, Italie, 147 p.
- Boa E., 2006.** Champignons comestibles sauvages : vue d'ensemble sur leurs utilisations et leur importance pour les populations. FAO, Rome, Italie, 157 p.
- Bokhary H. A., Parvez S., 1993.** Chemical composition of desert truffle *Terfezia claveryi*. *J. Food Comp. Anal.*, 6 (3): 285-293.
- Bonet J.A., Fischer C., Colinas C., 2004.** The relationship between forest age and aspect on the production of sporocarps of ectomycorrhizal fungi in *Pinus sylvestris* forest of the central Pyrenees. *For. Ecol. Manag.*, 203: 157-175.
- Bonet, J. A., Palahí, M., Colinas, C., Pukkala, T., Fischer, C.R., Miina, J., Martínez de Aragón, J., 2010.** Modelling the production and species richness of wild mushrooms in pine forests of Central Pyrenees in North-Eastern Spain. *Can. J. For. Res.*, 40:347-356.
- Bonin G., 1994.** Quelques aspects des forêts d'Afrique du Nord. *Forêt méditerranéenne*, XV (1): 69-74.
- Bonin G., Romaine F., 1996.** Chêne vert et chêne pubescent Histoire, principaux groupements, situation actuelle. *Forêt méditerranéenne*, XVII (3): 119-128.
- Bonito G., Smith M., Brenneman T., Vilgalys R., 2012.** Assessing ectomycorrhizal fungal spore banks of truffle producing soils with pecan seedling trap-plants. *Plant Soil*, 356: 357-366.
- Bonnin X., Labourdette J.P., Auzias D., Kuhn V., Ygouf D., Racat M., 2010.** *Petit Futé Corse 2010-2011*. 14^{ème} éd. Ed. Les Nouvelles Éditions de l'Université, Paris, 451 p.
- Bonnin X., Labourdette J.P., Auzias D., 2012.** *Petit Futé Corse 2012*. Ed. Les Nouvelles Éditions de l'Université, Paris, 456 p.
- Borovička J., Řanda Z., Jelínek E., 2006.** Antimony content of macrofungi from clean and polluted areas. *Chemosphere*, 64:1837-1844.
- Borowicz V. A., 2001.** Do arbuscular mycorrhizal fungi alter plant-pathogen relations?. *Ecology*, 82 (11): 3057-3068.
- Botha W. J., Eicker A., 1992.** Nutritional value of *Termitomyces* mycelial protein and growth of mycelium on natural substrates. *Mycol. Res.*, 96(5): 350-354.

- Bouazza F., 2013.** Intérêt de la mycorhization contrôlée du chêne vert (*Quercus ilex* L.) et du pin d'Alep (*Pinus halepensis* Mill.) par deux espèces de Terfez, en conditions gnotoxéniques et axéniques. Mém. Magister, Univ. Oran, 128p.
- Bouchet P., Guignard J. L., Pouchus Y. F., Villard J., 2005.** Les champignons. Mycologie fondamentale et appliquée. 2^{ème} éd. Ed. Masson, Paris, 191 p.
- Boudy P., 1950.** Economie forestière Nord-Africaine. T. (2) Fasc.1. Monographie et traitement des essences forestières. Ed. Larose, Paris, 525 p.
- Boudy P., 1952.** Guide du forestier en Afrique du Nord. Ed. La maison rustique, Paris, 505 p.
- Boudy P., 1955.** Economie forestière Nord-Africaine. Description forestière de l'Algérie et de la Tunisie. T. IV. Ed. Larose, Paris, 483 p.
- Bougher N. L., Malajczuk N., 1990.** Effect of high soil moisture on formation of ectomycorrhizas and growth of karri (*Eucalyptus diversicolor*) seedling inoculated with *Descolea maculata*, *Pisolithus tinctorius* and *Laccaria laccata*. New Phytol., 114: 87-91.
- Bougoure J. J., Bougoure D. S., Cairney J. W. G., Dearnaley J. D. W., 2005.** ITS-RFLP and sequence analysis of endophytes from *Acianthus*, *Caladenia* and *Pterostylis* (Orchidaceae) in southeastern Queensland. Mycol. Res., 109:452-460.
- Boullard B., 1968.** Les mycorhizes. Eds. Masson et Cie, Paris, 135 p.
- Boullard B., Chaib J., L'Hôte S., Beaudoin P., 2006.** Plantes et arbres remarquables des rues, squares et jardins de Rouen: itinéraires d'un amoureux de la nature. Eds. PTC et l'AREHN, France, 160 p.
- Bouregba-Benazza M., Fortas Z., 2011.** Diversité des champignons ectomycorhiziens comestibles dans la forêt de M'sila, au Nord-Ouest algérien. 6^{ème} workshop International sur les Champignons Mycorhiziens Comestibles (IWEMM6), Rabat (Maroc), p. 33.
- Boussaïd M., Ben Fadhel N., Chemli R., Ben M'hamed M., 1999.** Structure of vegetation in Northern and Central Tunisia and protective measures. CIHEAM-Options Méditerranéennes, pp. 295-302.
- Brandão J. L., Pinheiro J., Pinho D., Silva D. C. D., Fernandes E., Fragoso G., Costa M. I., Silva A., 2011.** Intoxicação por cogumelos em Portugal. Acta. Med. Port., 24(2): 269-278.
- Breuil M., 2009.** Biologie, 2^{ème} année BCPST-VETO. Eds. TEC et DOC, Lavoisier, Paris, 818 p.
- Bricaud O., 2006.** Aperçu de la végétation lichénique du site de Saint-Daumas (Var) et de deux stations de la plaine des Maures. Etude réalisée dans le cadre du partenariat entre Tetra Pak et WWF sur la « Protection des forêts méditerranéennes », France, 49 p.
- Brundrett M. C., 1991.** Mycorrhizas in Natural Ecosystems. In: Begon M, Fitter A. H., Macfadyen A. (Eds.) Advances in ecological research, 21: 171-313.
- Brundrett M. C., Abbott L. K., 1995.** Mycorrhizal fungal propagules in the jarrah forest. II. Spatial variability in inoculum levels. New Phytol., 131:461-469.
- Brundrett M. C., 2002.** Coevolution of roots and mycorrhizas of land plants. New Phytol., 154: 275-304.
- Brundrett M. C., 2009.** Mycorrhizal associations and other means of nutrition of vascular plants: understanding global diversity of host plants by resolving conflicting information and developing reliable means of diagnosis. Plant Soil, 320: 37-77.
- Brunner I., Brunner F., Laursen G. A., 1992.** Characterization and comparaison of macrofungal communities in an *Alnus tenuifolia* and an *Alnus crispa* forest in Alaska. Can. J. Bot., 70: 1247-1258.
- Bruns T. D., 1995.** Thoughts on the processes that maintain local species diversity of ectomycorrhizal fungi. Plant Soil, 170: 63-73.
- Buée M., Vairelles D., Garbaye J., 2005.** Year-round monitoring of diversity and potential metabolic activity of the ectomycorrhizal community (*Fagus sylvatica*) in a beech forest subjected to two thinning regimes. Mycorrhiza, 15: 235-245.

- Buée M., Maurice J. P., Zeller B., Andrianarisoa S., Ranger J., Courtecuisse R., Marçais B., Le Tacon F., 2011.** Influence of tree species on richness and diversity of epigeous fungal communities in a French temperate forest stand. *Fungal Ecol.*, 4:22-31.
- Burac M., 2006.** La caraïbe: données environnementales. Séries : Terres d'Amérique. Ed. Karthala, Vol.5, Paris, 463 p.
- Burgarella C., Navascués M., Soto A., Lora A., Fici S., 2007.** Narrow genetic base in forest restoration with holm oak (*Quercus ilex* L.) in Sicily. *Ann. For. Sci.*, 64: 757-763.
- Bussotti F., Borghini F., Celesti C., Leonzio C., Cozzi A., Bettini D., Ferretti M., 2003.** Leaf shedding, crown condition and element return in two mixed holm oak forests in Tuscany, central Italy. *Forest Ecol. Manag.*, 176: 273-285.
- Byrne A. R., Slejkovec Z., Stijve T., Fay L., Gössler W., Gailer J., Irgolic K. J., 1995.** Arsenobetaine and other arsenic species in mushrooms. *Appl. Organomet. Chem.*, 9: 305-313.
- Caglarirmark N., Unal K., Otles S., 2002.** Nutritional value of edible wild mushrooms collected from the Black Sea region of Turkey. *Micologia Aplicada International*, 14(1): 1-5.
- Cairney J. W. G., 2000.** Evolution of mycorrhiza systems. *Naturwissenschaften*, 87: 467-475.
- Cairney J. W. G., Meharg A. A., 2003.** Ericoid mycorrhiza: a partnership that exploits harsh edaphic conditions. *Eur. J. Soil Sc.*, 54: 735-740.
- Cameron D. D., Leake J. R., Read D. J., 2006.** Mutualistic mycorrhiza in orchids: evidence from plant-fungus carbon and nitrogen transfers in the green-leaved terrestrial orchid *Goodyera repens*. *New Phytol.*, 171(2): 405-416.
- Cameron D. D., Johnson I., Leake J. R., Read D. J., 2007.** Mycorrhizal acquisition of inorganic phosphorus by the green-leaved terrestrial orchid *Goodyera repens*. *Ann. Bot.*, 99: 831-834.
- Carlile M. J., Watkinson S. C., 1994.** *The Fungi*. Eds., Academic Press, London, 482 p.
- Castro L. P., Maihara V. A., Silva P. S. C., Figueira R. C. I., 2012.** Artificial and natural radioactivity in edible mushrooms from Sao Paulo. *Brazil. J. Environ. Radioact.*, 113:150-154.
- Chaâbane A., 1993.** Etude de la végétation du littoral septentrional de la Tunisie : Typologie, Syntaxonomie et éléments d'aménagement. Thèse Doctorat ès science. Univ. Aix Marseille, 338 p.
- Chaboud A., 2013.** Impact de l'approche moléculaire sur la classification des agaricomycetidae. These pour l'obtention du titre de docteur en pharmacie, Univ. Joseph Fourier, France, 95 pp.
- Chafii K., Hafidi M., Maimouna C., El Fels L., Duponnois R., 2011.** Valorisation des truffes des sables (*Terfezia* spp.) pour lutter contre la désertification dans les zones présahariennes marocaines. 6^{ème} workshop International sur les Champignons Mycorrhiziens Comestibles (IWEMM6), Rabat (Maroc), p. 34.
- Charef M., Yousfi M., Saidi M., Stocker P., 2008.** Determination of the Fatty Acid Composition of Acorn (*Quercus*), *Pistacia lentiscus* Seeds Growing in Algeria. *J. Am. Oil. Chem. Soc.*, 85: 921-924.
- Chaumeton H., Jutier S., Lachaud N., Rossignol F., Henry S., Mailon C., 2008.** Mini-guide encyclopédique des champignons. Eds. Artémis, Losange, Paris, 319 p.
- Chen Y. L., Brundrett M. C., Dell B., 2000.** Effects of ectomycorrhizas and vesicular-arbuscular mycorrhizas, alone or in competition, on root colonization and growth of *Eucalyptus globulus* and *E. urophylla*. *New Phytol.*, 146:545-556.
- Chevalier G., 1973.** Synthèse axénique des mycorhizes de *Tuber brumale* Vitt. à partir de cultures pures du champignon. *Ann. Phytopathol.*, 5: 163-182.
- Chevalier G., Grente J., 1973.** Propagation de la mycorhization par la truffe à partir de racines excisées et de plants inséminateurs. *Ann. Phytopathol.*, 5: 317-318.
- Chevalier G., 1996.** Le chêne blanc et le chêne vert, essences truffières par excellence. *Forêt méditerranéenne*, XVII (3): 235-242.
- Chilvers G. A., Lapeyrie F. F., Horan D. P., 1987.** Ectomycorrhizal versus endomycorrhizal fungi within the same root system. *New Phytol.*, 107: 441-448.

- Cho K., Toler H., Lee J., Ownley B., Stutz J. C., Moore J. L., Augé R. M., 2006.** Mycorrhizal symbioses and response of sorghum plants to combined drought and salinity stresses. *J. Plant Physiol.*, 163: 517-528.
- Clesse B., 2011.** La biodiversité fongique. L'Érable : revue trimestrielle de la Société royale Cercles des Naturalistes de Belgique asbl. 3^{ème} trimestre, Belgique, pp. 1-12.
- Comandini O., Erós-Honti Z., Jakucs E., Arzú R. F., Leonardi M., Rinaldi A. C., 2012.** Molecular and morpho-anatomical description of mycorrhizas of *Lactarius rimosellus* on *Quercus* sp., with ethnomycological notes on *Lactarius* in Guatemala. *Mycorrhiza*, 22: 279-287.
- Corcuera L., Camarero J. J., Gil-Pelegrín E., 2003.** Effects of a severe drought on *Quercus ilex* radial growth and xylem anatomy. *Trees*, 18 : 83-92.
- Cordell C. E., 1997.** Mycorrhizal fungi: beneficial tools for mineland reclamation and Christmas trees. Ed. U.S. Forest Service, Gen. Tech. Rep. PNW., 389: 91-92.
- Cordier J. B., 2007.** Impacts écologiques des pratiques d'Agdal sur les peuplements forestiers, et proposition de gestions alternatives. Vallée des Aït Bougmez, Haut Atlas central, Maroc. Mémoire Ing. Forestier. Ecole Nationale du Génie Rural des Eaux et des Forêts, Paris, 88 p.
- Correa A., Strasser R. J., Martins-Loucao M. A., 2006.** Are mycorrhiza always beneficial?. *Plant Soil*, 279 (1-2): 65-73.
- Courtecuisse R., 2000.** Guide des champignons de France et d'Europe. Eds. Delachaux et Niestlé, Paris, 480p.
- Dahlberg A., Kanikolova I., Johanson K-J., 1997.** Intraspecific variation in ¹³⁷Cs activity concentration in sporocarps of *Suillus variegates* in seven Swedish populations. *Mycol. Res.*, 101:545-551.
- Dahmani-Megrerouche M., 1984.** Contribution à l'étude des groupements de chêne vert des monts de Tlemcen (Ouest algérien). Approche phytosociologique et phytoécologique. Thèse Doctorat 3e Cycle. Univ. H. Boumediene, Alger, 238 p.
- Dahmani-Megrerouche M., 1996 a.** Diversité biologique et phytogéographique des chênaies vertes d'Algérie. *Ecol. Medit.*, XXII (3/4): 19-38.
- Dahmani-Megrerouche M., 1996 b.** Groupements à chêne vert et étages de végétation. *Ecol. Medit.*, XXII (3/4) : 39-52.
- Dahmani-Megrerouche M., 1997.** Le chêne vert en Algérie. Syntaxonomie, phytosociologie et dynamique des peuplements, Thèse Doctorat, Univ. Houari Boumediene, Alger, 383 p.
- Dahmani-Megrerouche M., 2002.** Typologie et dynamique des chênaies vertes en Algérie. *Forêt méditerranéenne*, XXIII (2): 117-132.
- Dalpe Y., 2001.** *In vitro* monoxenic culture of arbuscular mycorrhizal fungi: a major tool for taxonomical studies. In: Proc 3rd Natl. Symp. Mycorrhizal Symbiosis, Guanajuato, Mexico, pp. 321-325.
- Damesin C., Rambal S., Joffre R., 1997.** Between-tree variations in leaf $\delta^{13}\text{C}$ of *Quercus pubescens* and *Quercus ilex* among Mediterranean habitats with different water availability. *Oecologia*, 111:26-35.
- Danel V., Barriot P., 1999.** Intoxications aiguës en réanimation. 2^{ème} éd. Arnette, Groupe Liaisons S.A., France, 615 p.
- Danielson R. M., Visser S., 1989.** Host response to inoculation and behaviour of introduced and indigenous ectomycorrhizal fungi of jack pine grown on oil sands tailings. *Canadian Journal of Forest Research*, 19: 1412-1421.
- Davet P., 1996.** Vie microbienne du sol et production végétale. Ed. INRA, Paris, 383 p.
- Daya A., 2006.** Étude des contraintes de croissance des arbres sur pied d'eucalyptus grandis et du chêne vert caractérisation et valorisation sous forme de bois collé. Thèse Doctorat, Univ. Paul Verlaine de Metz, 128 p.
- De Roman M., De Miguel A. M., 2005.** Post-fire, seasonal and annual dynamics of the ectomycorrhizal community in a *Quercus ilex* L. forest over a 3-year period. *Mycorrhiza*, 15: 471-482.
- De Roman M., Boa E., Woodward S., 2006.** Wild-gathered fungi for health and rural livelihoods. *Proc. Nutr. Soc.*, 65: 190-197.

- De Roman M., 2010.** The contribution of wild fungi to diet, income and health: a world review. *In: Rai M., Kövacs G. (Eds.) Progress in Mycology, Scientific Publishers (India), Springer + Business Media B.V., pp. 327-348.*
- Dearnaley J. D. W., 2007.** Further advances in orchid mycorrhizal research. *Mycorrhiza*, 17:475-486.
- Deconchat C., Polese J-M., 2002.** Champignons. L'encyclopédie. Eds. Artémis, Losange, France, 607 p.
- Degreef J., Malaisse F., Rammeloo J., Baudart E., 1997.** Edible mushrooms of the Zambezi woodland area. A nutritional and ecological approach. *Biotechnol. Agron. Soc. Environ.*, 1(3): 221-231.
- Den Bakker H. C., Zuccarello G. C., Kuyper T. W., Noordeloos M. E., 2004.** Evolution and host specificity in the ectomycorrhizal genus *Leccinum*. *New Phytol.*, 163: 201-215.
- Denisova N. P., 2001.** Traditions of using medicinal mushrooms in different nations. *Int. J. Med. Mushrooms*, 3: 409-415.
- Dexheimer J., Gerard J., Genet P., 1994.** Study of transformations of root system of *Eucalyptus globules* associated with *Pisolithus tinctorius* I. Aptitude to mycorrhization of different kinds of roots. *Phytomorphology*, 44: 235-245.
- Di Castri F., 1981.** Mediterranean-type shrublands of the world. *In: Mediterranean-type shrublands*. Ed. Elsevier, Amsterdam, pp. 1-52.
- Dib S., 2002.** Recherche des conditions optimales de la croissance mycélienne de deux espèces de Terfez d'Algérie et essai de mycorrhization avec le pin d'Alep en conditions axéniques. *Mém. Magister, Univ. Oran, Es-Sénia*, 78 p.
- Dib-Bellahouel S., Fortas Z., 2011.** Antibacterial activity of various fractions of ethyl acetate extract from the desert truffle, *Tirmania pinoyi*, preliminarily analyzed by gas chromatography–mass spectrometry (GC-MS). *Afr. J. Biotechnol.*, 10:9694-9699.
- Dib-Bellahouel S., 2012.** Etude du pouvoir antimicrobien et mycorrhizien de deux espèces de Terfez : *Tirmania pinoyi* (Maire) Malençon et *Terfezia leptoderma* Tul. Thèse Doctorat, Univ. Oran, 282 p.
- Dighton J., Mason P. A., 1985.** Mycorrhizal dynamics during forest tree development. *In: Moore D., Casselton L. A., Wood D. A., Frankland J. C. (Eds.) Developmental biology of higher fungi*, London, Cambridge University Press, pp. 117-139.
- Djelloul R. Samraoui B., Ellami N. L., 2010.** Inventory and distribution of higher fungi (macrofungi) at the bog Ain Khiair (El Kala National Park, north east of Algeria). *Annals of Biological Research*, 1(4):95-105.
- Djelloul R., 2013.** Inventaire et répartition des champignons supérieurs (macromycètes) au niveau de la zone humide : Aulnaie de Ain Khiair (parc national d'El Kala, Nord-est Algérien). 1^{ier} Colloque National sur Les Zones Humides (CNZH 1), M'sila, p. 37.
- Drénou C., Bonneau M., Charnet F., Cruiziat P., Frochot H., Garbaye J., Girard S., Larrieu L., Lévy G., Marçais B., Moore W., Rossignol J. P., 2006.** Les racines, face cachée des arbres. Ed. Institut pour le Développement Forestier, Service d'Utilité Forestière du centre National Professionnel de la Propriété Forestière, Paris, 335 p.
- Dressler R. L., 2006.** How many orchid species? *Selbyana*, 26: 155-158.
- Dridi I., Gallali T., 2006.** Distribution de l'Azote et caractérisation des sols de la Tunisie du Nord. *Geo. Eco. Trop.*, (30) 2 :87-96.
- Duboisset A., Seignobos C., 2005.** Petite histoire des connaissances acquises sur les termites et leur rôle agro-écologique. *Étude et Gestion des Sols*, 12 (2): 153-164.
- Ducousso M., Colonna J. P., Badji S., Thoen D., 1991.** Influence de l'azote et du phosphore sur l'établissement de la symbiose quadripartite : *Acacia holosericea/ Bradyrhizobium sp/ Glomus mosseae/ Pisolithus sp.* *In: Physiologie des Arbres et Arbustes en zones arides et semi-arides. Groupes d'Etude de l'Arbre*, Paris, pp. 1-14.
- Ducrey M., 1996.** Recherches et expérimentations sur la conduite sylvicole des peuplements de chêne vert. *Forêt méditerranéenne*, XVII (3): 151-168.

- Duhoux E., Nichole M., 2004.** Biologie végétale. Association et interaction chez les plantes. Ed. Dunod, Paris, 166p.
- Durrieu G., 1993.** Ecologie des champignons. Ed. Masson, Paris, 207 p.
- Dutuit P., Gorenflot R., 2008.** Glossaire pour le développement durable. Des mots pour les maux de la planète. Eds. des archives contemporaines, Agence universitaire de la francophonie, Paris, 182 p.
- Díez V. A., Alvarez A., 2001.** Compositional and nutritional studies on two wild edible mushrooms from northwest Spain. *Food Chem.*, 75: 417-422.
- Echairi A., Nouaim R., Chaussod R., 2008.** Intérêt de la mycorhization contrôlée pour la production de plants d'arganier (*Argania spinosa*) en conditions de pépinière. *Sécheresse* 19, (4): 277-281.
- Egerton-Warburton L., Allen M. F., 2001.** Endo - and ectomycorrhizas in *Quercus agrifolia* Nee. (Fagaceae): patterns of root colonization and effects on seedling growth. *Mycorrhiza*, 11:283-290.
- Egger K. N., 1986.** Substrate hydrolysis patterns of post-fire ascomycetes (pezizales). *Mycologia*, 78: 771-780.
- Eggleton P., 2000.** Global patterns of termite diversity. *In*: Abe T., Bignell D., Higashi M. (Eds.) *Termites: evolution, sociality, symbioses, and ecology*, Kluwer Academic Publishers Dordrecht, pp. 25-52.
- Eggleton P., 2006.** The termite gut: its evolution and co-evolution. *In*: König H., Varma A. (Eds.) *Intestinal Microorganisms of termites and other invertebrates*, Springer Berlin, pp. 373-404.
- Eggleton P., 2011.** An introduction to termites: Biology, Taxonomy and functional Morphology. *In*: Bignell D. E., Roisin Y., Lo N. (Eds.), Springer Dordrecht Heidelberg London New York, pp. 1-26.
- Egli S., Ayer F., 1997.** Est-il possible d'améliorer la production de champignons comestibles en forêt ? L'exemple de la réserve mycologique de la Chenéaz en Suisse. *Rev. For. Fr.*, 49: 235-243.
- El-Assfour A., Ouazzani Touhami A., Zidane L., Fennane M., Douira A., 2003.** Inventaire des spécimens fongiques de l'Herbier national de l'Institut Scientifique de Rabat. *Bulletin de l'Institut Scientifique, Rabat, section Sciences de la Vie*, 25 : 1-23.
- El-Assfour A., Ouazzani Touhami A., Douira A., 2004.** Etude de quelques espèces d'*Agaricus* de la forêt de la Mamora (Maroc). *Bulletin de l'Institut Scientifique, Rabat, section Sciences de la Vie*, 26-27 : 1-5.
- El-Assfour A., Ouazzani Touhami A., Benkirane R., Douira A., 2009.** Etude de quelques espèces du genre *Psathyrella* (Fr.) Quéél., nouvellement découvertes au Maroc. *Bulletin de l'Institut Scientifique, Rabat, section Sciences de la Vie*, 31 (1) : 7-11.
- Elsen A., Baimey H., Swennen R., De Waele D., 2003.** Relative mycorrhizal dependency and mycorrhiza-nematode interaction in banana cultivars (*Musa* spp.) differing in nematode susceptibility. *Plant Soil*, 256: 303-313.
- Eveling D. W., Wilson R. N., Gillespie E. S, Bataille A., 1990.** Environmental effects on sporocarp counts over fourteen years in a forest area. *Mycol. Res.*, 94: 998-1002.
- Eyi Ndong H. C., 2009.** Etude des champignons de la forêt dense humide consommés par les populations du nord du Gabon. Thèse Doctorat, Univ. Libre de Bruxelles, 91 p.
- Eyi Ndong H., Degreef J., De Kesel A., 2011.** Champignons comestibles des forêts denses d'Afrique centrale. Taxonomie et identification. *Abc Taxa* 10, Samyn Y., Vanden Spiegel D., Degreef J. (Eds.), 254 p.
- F. A. O., 2000.** Manuel de pratiques intégrées de gestion et de conservation des sols. *Bulletin des terres et des eaux de la FAO* n° 8, Rome, 208 p.
- Fadel K., 2008.** La termitière, poumon de la société des termites. *Découverte*, 354: 19-25.
- Falandysz J., Gucia M., Frankowska A., Kawano M., Skwarzec B., 2001.** Total mercury in wild mushrooms and underlying soil substrate from the city of Umea and its surroundings, Sweden. *Bull. Environ. Contam. Toxicol.*, 67 (5): 767-770.
- Falandysz J., Bielawski L., Kannan K., Gucia M., Lipka K., Brzostowski A., 2002 a.** Mercury in wild mushrooms and underlying soil substrate from the great lakes land in Poland. *J. Environ. Monit.*, 4 (4): 473-476.

- Falandysz J., Bielawski L., Kawano M., Brzostowski A., Chudzyński K., 2002 b.** Mercury in mushrooms and soil from the Wieluńska Upland in south-central Poland. *J. Environ. Sci. Health A*, 37 (8): 1409-1420.
- Falandysz J., Gucia M., Skwarzec B., Frankowska A., Klawikowska K., 2002 c.** Total mercury in mushrooms and underlying soil from the Borecka Forest, Northeastern Poland. *Arch. Environ. Contam. Toxicol.*, 42 (2): 145-154.
- Falandysz J., Lipka K., Gucia M., Kawano M., Strumnik K., Kannan K., 2002 d.** Accumulation factors of mercury in mushrooms from Zaborski Landscape Park, Poland. *Environ. Int.*, 28 (5): 421-427.
- Falandysz J., Jedrusiak A., Lipka K., Kannan K., Kawano M., Gucia M., Brzostowski A., Dadej M., 2004.** Mercury in wild mushrooms and underlying soil substrate from Koszalin, North-central Poland. *Chemosphere*, 54 (4): 461-466.
- Falandysz J., Bielawski L., 2007.** Mercury and its bioconcentration factors in Brown Birch Scaber Stalk (*Leccinum scabrum*) from various sites in Poland. *Food Chem.*, 105(2): 635-640.
- Falandysz J., Gucia M., Mazur A., 2007.** Content and bioconcentration factors of mercury by Parasol Mushroom *Macrolepiota procera*. *J. Environ. Sci. Health B.*, 42:735-740.
- Falandysz J., 2010.** Mercury in certain mushrooms species in Poland. *In: Rai M., Kövics G. (Eds.) Progress in Mycology*, Scientific Publishers (India), Springer + Business Media B.V., pp. 349-383.
- Falandysz J., Drewnowska M., Jarzyńska G., Zhang D., Zhang Y., Wang J., 2012 a.** Mineral constituents in Common Chanterelles and soils collected from a high mountain and lowland sites in Poland. *J. Mt. Sci.*, 9: (5): 697-705.
- Falandysz J., Kojta A. K., Jarzyńska G., Drewnowska A., Dryżałowska A., Wydmańska D., Kowalewska I., Wacko A., Szłosowska M., Kannan K., Szefer P., 2012 b.** Mercury in Bay Bolete *Xerocomus badius*: bioconcentration by fungus and assessment of element intake by humans eating fruiting bodies. *Food Addit. Contam. A.*, 29 (6): 951-961.
- Falandysz J., Nnorom I. C., Jarzyńska G., Romińska D., Damps K., 2012 c.** A study of mercury bioconcentration by Puffballs (*Lycoperdon perlatum*) and evaluation of dietary intake risks. *Bull. Environ. Contam. Toxicol.*, 89:759-763.
- Falandysz J., Widzicka E., Kojta A. K., Jarzyńska G., Drewnowska M., Danisiewicz-Czupryńska D., Dryżałowska A., Lenz E., Nnorom I. C., 2012 d.** Mercury in Common Chanterelles mushrooms: *Cantharellus* spp. update. *Food Chem.*, 133 (3): 842-850.
- Falandysz J., Borovička J., 2013.** Macro and trace mineral constituents and radionuclides in mushrooms: health benefits and risks. *Appl. Microbiol. Biotechnol.*, 97: 477-501.
- Farrar J. L., 2006.** Les arbres du Canada. 6^{ème} tirage, Ed. Fides, Canada, 502p.
- Faurie C., Ferra C., Médori P., Dévaux J., Hemptinne J-L., 2012.** Ecologie : approche scientifique et pratique. 6^{ème} éd. Eds. TEC et DOC, Lavoisier, Paris, 450 p.
- Ferka Zazou N., 2006.** Impact de l'occupation spacio-temporelle des espaces sur la conservation de l'écosystème forestier. Cas de la commune de Tessala, Wilaya de Sidi Bel Abbés, Algérie. Mém. Magister, Univ. Aboubekr Belkaïd, Tlemcen, 164 p.
- Ferreira I. C. F. R., Baptista P., Vilas-Boas M., Barros L., 2007.** Free-radical scavenging capacity and reducing power of wild edible mushrooms from Northeast Portugal: individual cap and stipe activity. *Food Chem.*, 100: 1511-1516.
- Filion M., St-Arnaud M., Fortin J. A., 1999.** Direct interaction between the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus intraradices* and different rhizosphere microorganisms. *New Phytol.*, 141: 525-533.
- Fiore-Donno A-M., 2001.** Etude de biodiversité microbiologique forestière: variations annuelles et spatiales de la structuration génétique d'espèces choisies de champignons ectomycorhiziens. Thèse Doctorat, Univ. Henri Poincaré, Nancy 1 et Univ. Lausanne, 135 p.
- Fleming L. V., 1985.** Experimental study of sequences of ectomycorrhizal fungi on birch (*Betula* sp.) seedling root systems. *Soil Biol. Biochem.*, 17: 591-600.

- Flores R., Díaz G., Honrubia M., 2005.** Mycorrhizal synthesis of *Lactarius indigo* (Schw.) Fr. with five Neotropical pine species. *Mycorrhiza*, 15: 563-570.
- Fortas Z., 1980.** Contribution à l'étude physiologique du Terfez *Terfezia leonis* Tul. Thèse Doctorat 3^{ème} cycle, Univ. Oran, 61 p.
- Fortas Z., Chevalier G., 1988.** Effet des conditions de culture sur la mycorhization d'*Helianthemum guttatum* par trois espèces du genre *Terfezia* et *Tirmania* (truffes du désert). 2^{ème} congrès internationale sul. tartufo Spoleto (Italie), pp. 197-203.
- Fortas Z., 1990.** Etude de trois espèces de terfez: caractères cultureux et cytologie du mycélium isolé et associé à *Helianthemum guttatum*. Thèse Doctorat d'état, Univ. Oran (Algérie), INRA de Clermont-Ferrand (France), 166 p.
- Fortas Z., Chevalier G., 1992 a.** Caractéristiques de la germination des ascospores de *Terfezia arenaria* (Moris) Trappe, récoltée en Algérie. *Cryptogamie Mycol.*, 13: 21-29.
- Fortas Z., Chevalier G., 1992 b.** Effet des conditions de culture sur la mycorhization de *Helianthemum guttatum* par trois espèces de terfez des genres *Terfezia* et *Tirmania* d'Algérie. *Can. J. Bot.*, 70: 2453-2460.
- Fortas Z., 2004.** Ecologie et production naturelle des terfez d'Algérie. Premier symposium sur les Champignons Hypogés du Bassin méditerranéen, Rabat (Maroc), pp. 24-25.
- Fortas Z., Bellahouel-Dib S., 2007.** Extraction des substances bioactives des terfez d'Algérie et mise en évidence de leur activité antimicrobienne. *Revue des régions arides*, 1: 280-282.
- Fortas Z., 2009.** Diversité des espèces de terfez (truffes des sables) des zones arides algériennes. Séminaire international: Protection et préservation des écosystèmes sahariens, Ouargla, p. 51.
- Fortas Z., Zitouni F. E-H., 2010.** Les mycorhizes à Terfez d'Algérie. 1^{er} Congrès International, Symbioses Mycorhiziennes: Ecosystèmes et Environnement en milieu Méditerranéen (MYCOMED), Marrakech, p. 47.
- Fortas Z., 2011 a.** Caractérisation de quelques phases du cycle biologique des terfez d'Algérie. 6^{ème} workshop International sur les Champignons Mycorhiziens Comestibles (IWEMM6), Rabat (Maroc), p 52.
- Fortas Z., 2011 b.** Rétrospective sur les terfez d'Algérie et les associations mycorhiziennes avec leurs plantes hôtes. Colloque international « Espèces végétales et microbiennes décrites en Algérie de 1962 à 2010 », Oran, Algérie, p. 17.
- Fortin J.A., Bécard G., Declerck S., Dalpé Y., St-Arnaud M., Coughlan A.P., Piché Y., 2002.** Arbuscular mycorrhiza on root-organ cultures. *Can. J. Bot.*, 80: 1-20.
- Fortin J., Fortin F., Batigne S., Cailliau J., Gardner J., Tremblay A., Ahern J-Y., Bertoni M., Buffot S., Gardner J., Lalumière M., Lévesque R., Lemire A., Martin R., Vézina G., Cimon M-N., Fréchette N., LeGuerrier J-E., Quinty D., Noiseux J., Brouillet L., Bruneau A., Geitmann A., Parenteau M., Rivoal J., 2006.** Les plantes : comprendre la diversité du monde végétal. Eds. Québec Amérique Inc., Canada, 128 p.
- Fortin J.A., Plenchette C., Piché Y., 2008.** Les mycorhizes. La nouvelle révolution verte. Eds. MultiMondes et Quae, Québec, Canada, 138 p.
- Fournier M., Churin J-L., Fontaine F., Colin F., Garbaye J., 2003.** Bilan croissance-qualité d'un essai de mycorhization contrôlée sur chêne pédonculé, 16 ans après plantation. *Rev. For. Fr.*, T. LV, (1): 25-33.
- Frank A.B., 1885.** Ueber die auf Wurzelsymbiose beruhende Ernährung gewisser Bäume durchunterirdische Pilze. *Ber. Dtsch. Bot. Ges.*, 3: 128-145.
- Fries E., 1821.** Systema mycologicum, sistens, Fungorum, ordines, genera et species, Huc usque cognitias, quas ad norman methodi naturalis determinavit, disposuit atque descripsit. Ed. Gryphiswaldae Vol. I., Sumtribus Ernesti Mauritii, 520 p.
- Futai K., Taniguchi T., Kataoka R., 2008.** Ectomycorrhizae and their importance in forest ecosystems. *In: Siddiqui Z. A., Akhtar M. S., Futai K. (Eds.) Mycorrhiza: Sustainable Agriculture and Forestry*, Springer Science + Business Media B.V., pp. 241-285.
- Gagné A., 2005.** Etude moléculaire du cortège ectomycorhizien de plantations de conifères sur des sites forestiers après coupes à blanc. *Mém. Maître ès Sciences*, Univ. Laval, Québec, 83 p.

- Garbaye J., 1990.** Les problèmes posés par la mycorhization contrôlée du chêne. Rev. For. Fr., XLII, 2: 233-239.
- Garbaye J., Guehl J. M., 1997.** Les rôles des ectomycorhizes dans l'utilisation de l'eau par les arbres forestiers. Rev. For. Fr., 49: 110-120.
- García-Mozo H., Dominguez-Vilches E., Galán C., 2012.** A model to account for variations in holm-oak (*Quercus ilex* subsp. *ballota*) acorn production in southern Spain. Ann. Agric. Environ. Med., 19 (3): 403-408.
- García-Montero L. G., Valverde-Asenjo I., Moreno D., Díaz P., Hernando I., Menta C., Tarasconi K., 2012.** Influence of Edaphic Factors on Edible Ectomycorrhizal Mushrooms: New Hypotheses on Soil Nutrition and C Sinks Associated to Ectomycorrhizae and Soil Fauna Using the *Tuber Brûlé* Model. In: Zambonelli A. et Bonito G.M. (Eds.), Edible Ectomycorrhizal Mushrooms, Soil Biology 34, Springer-Verlag Berlin Heidelberg, pp. 83-104.
- Gea-Izquierdo G., Martín-Benito D., Cherubini P., Cañellas I., 2009.** Climate-growth variability in *Quercus ilex* L. west Iberian open, woodlands of different stand density. Ann. For. Sci., 66: 1-12.
- Gebhardt S., Wöllecke J., Münzenberger B., Hüttl R. F., 2009.** Microscale spatial distribution patterns of red oak (*Quercus rubra* L.) ectomycorrhizae. Mycol. Progress, 8: 245-257.
- Genet P., 1999.** Etude comparative et saisonnière de l'influence de deux champignons mycorhiziens sur la nutrition minérale du hêtre dans deux sols forestiers naturels. Thèse Doctorat, Univ. Henri Poincaré, Nancy I, France, 147 p.
- Gentilini M., Caumes E., Danis M., Duflo B., Lagardère B., Richard-Lenoble D., Brucker G., 2001.** Médecine tropicale. 6^{ème} tirage. Ed. Médecine-Sciences Flammarion, Paris, 941p.
- Gévry M-F. 2008.** Projet d'intégration de la récolte des champignons forestiers comestibles dans la communauté - Secteur de Mont-Louis : description du projet, résultats des inventaires et perspectives d'avenir locales. Comité de bassin de la rivière Mont-Louis, Mont-Louis, Québec, 77 p.
- Gévry M-F., Villeneuve N., 2009.** Ecology and management of edible mycorrhizal mushrooms in eastern Canada. In: khasa D., Piché Y., Coughlan A. P. (Eds.) advances in Mycorrhizal science and technology, National Research council of Canada, Ottawa, Canada, pp. 175-191.
- Gévry M-F., Simard D., Roy G., 2009.** Champignons comestibles du Lac-Saint-Jean. Bibliothèque et Archives, Canada, 67 p.
- Gévry M-F., 2010.** Étude des facteurs environnementaux déterminant la répartition de champignons forestiers comestibles en Gaspésie, Québec. Mém. Maîtrise, Univ. Québec, Canada, 82 p.
- Gévry, M-F., 2011.** Évaluation du potentiel en champignons forestiers comestibles au Lac Saint-Jean. Rapport final. Québec, 55 p.
- Ghestem A., Botineau M., 2007.** Limousin, terre de champignons. Ed. Presses Universitaires de Limoges, France, 195 p.
- Gianinazzi-Pearson V., 1996.** Plant cell responses to arbuscular mycorrhizal fungi: getting to the roots of the symbiosis. Plant Cell, 8: 1871-1883.
- Giollant M., Guillot J., Damez M., Dusser M., Didier P., Didier E., 1993.** Characterization of a lectin from *Lactarius deterrimus*. Research on the possible involvement of the fungal lectin in recognition between mushroom and spruce during the early-stages of mycorrhizae formation. Plant Physiol., 101: 413-522.
- Giomaro G., Sisti D., Zambonelli A., 2005.** Cultivation of edible ectomycorrhizal fungi by *in vitro* mycorrhizal synthesis. In: Declerck S., Strullu D. G., Fortin J. A. (Eds.) *In vitro* culture of mycorrhizas. Soil biology series, Springer, Berlin, pp. 253-267.
- Gobat J-M., Aragno M., Matthey W., 2010.** Le sol vivant. Bases de pédologie- Biologie des sols. 3^{ème} éd. Ed. Presses polytechniques et universitaires romandes, Lausanne, Suisse, 817 p.
- Godron, 2012.** Écologie et évolution du monde vivant. L'échelle crée le phénomène. Vol. 2. Ed. Harmattan, Paris, 385 p.

- González-Ochoa A. I., De Las Heras J., Torres P., Sánchez-Gómez E., 2003.** Mycorrhization of *Pinus halepensis* Mill. and *Pinus pinaster* Aiton seedlings in two commercial nurseries. *Ann. For. Sci.*, 60: 43-48.
- González-Rodríguez V., Villar R., Casado R., Suárez-Bonnet E., Quero J.L., Navarro-Cerrillo R.M., 2011.** Spatio-temporal heterogeneity effects on seedling growth and establishment in four *Quercus* species. *Ann. For. Sci.*, 68:1217-1232.
- Goodell B., Jellison J., Liu J., Daniel G., Paszczynski A., Fekete F., Krishnamurthy S., Jun J., Xu J., 1997.** Low molecular weight chelators and phenolic compounds isolated from wood decay fungi and their role in the fungal biodegradation of wood. *J. Biotechnol.*, 53:133-162.
- Gratani L., Meneghini M., Pesoli P., Crescente M.F., 2003.** Structural and functional plasticity of *Quercus ilex* seedlings of different provenances in Italy. *Trees*, 17: 515-521.
- Gray S. N., 1998.** Fungi as potential bioremediation agents in soil contaminated with heavy or radioactive metals. *Biochem. Soc. Trans.*, 26: 666-670.
- Grente J., Chevalier G., 1973.** Recherches en vue d'une trufficulture rationnelle. Aspects mycologiques. *B. T. I.*, 283: 732- 746.
- Guarro J., Gené J., Stchigel A.M., 1999.** Developments in Fungal Taxonomy. *Clinical Microbiology Reviews*, 12: 454-500.
- Guedegbe H.J., 2008.** Diversité, Origine et Caractérisation de la Mycoflore des Meules de Macrotermitinae (*Isoptera, Termitidae*). Thèse de doctorat. Univ. Paris Est, France, 126 p.
- Guerin-Laguette A., Plassard C., Mousain D., 2000.** Effects of experimental conditions on mycorrhizal relationships between *Pinus sylvestris* and *Lactarius deliciosus* and unprecedented fruitbody formation of the Saffron milk cap under controlled soilless conditions. *Can. J. Microbiol.*, 46:790-799.
- Guerin-Laguette A., Conventi S., Ruiz G., Plassard C., Mousain D., 2003.** The ectomycorrhizal symbiosis between *Lactarius deliciosus* and *Pinus sylvestris* in forest soil samples: symbiotic efficiency and development on roots of a rDNA internal transcribed spacer-selected isolate of *L. deliciosus*. *Mycorrhiza*, 13:17-25.
- Guether M., Balestrini R., Hannah M. A., Udvardi M. K., Bonflote P., 2009.** Genome-wide reprogramming of regulatory networks, transport, cell wall and membrane biogenesis during arbuscular mycorrhizal symbiosis in *Lotus japonicus*. *New Phytol.*, 182: 200-212.
- Guinberteau J., Ducamp M., Poitou N., Mamoun M., Olivier J-M., 1989.** Ecology of various competitors from an experimental plot of *Pinus pinaster* inoculated with *Suillus granulatus* and *Lactarius deliciosus*. *Agr. Ecosyst. Environ.*, 28: 161-165.
- Guinberteau J., Courtecuisse R., 1997.** Diversité des champignons (surtout mycorrhiziens) dans les écosystèmes forestiers actuels. *Rev. For. Fr.*, 49, sp : 25-39
- Guinochet M., 1973.** La phytosociologie. Collection d'écologie I. Ed. Masson, Paris, 227 p.
- Gupta R., 2004.** A text Book of Fungi. Ed. Efficient Offset Printers, New Delhi, India, 343 p.
- Guzman G., 2008.** Diversity and use of traditional Mexican medicinal fungi. A review. *Int. J. Med. Mushrooms*, 10: 209-217.
- Hadjadj-Aoul S., 1988.** Contribution à l'analyse phytoécologique du Thuya de Berbérie (*Tetraclinis articulata* Vahl, Master) en Oranie. Thèse Magister, Univ. Oran, 141 p.
- Hadjadj-Aoul S., 1991.** Les peuplements de *Tetraclinis articulata* sur le littoral d'Oran (Algérie). *Ecol. Medit.*, XVII : 63-78.
- Hadjadj-Aoul S., 1999.** Place des Tétracлинаies dans la Végétation de l'Algérie nord-occidentale : Chorologie, Syntaxonomie, Eléments pour une gestion sylvicole. Thèse Doctorat ès science, Univ. Oran, 300 p.
- Haichour R., 2009.** Stress thermique et limite écologique du Chêne vert en Algérie. Mém. Magister, Univ. Mentouri, Constantine, 151 p.

- Haimed M., Ouazzani Touhami A., Douira A., 2004.** Etude de quelques espèces de lépiotes collectées dans la Mamora, Benslimane et le Rif (Maroc). Bulletin de l'Institut Scientifique, Section Sciences de la Vie, 26-27 : 13-18.
- Haimed M., El-Assfour A., Ouazzani-Touhami A., Douira A., Laurent P., 2006 a.** Etude de l'évolution des caractères macroscopiques d'un Gymnopile méditerranéen: *Gymnopilus suberis* (Maire) Singer. Bulletin SMHV, Les Champignons, 11: 17-20.
- Haimed M., Ouazzani Touhami A., Douira A., 2006 b.** «Etude d'un champignon médicinal : *Ganoderma lucidum* »Bulletin de la Société Mycologique des Hautes-Vosges, 11 : 21-25.
- Haimed M., 2007.** Biodiversité fongique du Maroc: Etude des champignons Basidiomycètes du Plateau Central et des Jardins Exotiques. Thèse Doctorat, Univ. Ibn Tofail, Maroc, 422 p.
- Halaouli S., Asther M., Sigoillot J-C., Hamdi H., Lomascolo A., 2006.** Fungal tyrosinases: new prospects in molecular characteristics, bioengineering and biotechnological applications. J. Appl. Microbiol., 100: 219-232.
- Halimi A., 1980.** L'Atlas Blideen - Climats et Etages Végétaux-. Ed. Office des publications universitaires, Hydra, Alger, 523 p.
- Hall I. R., Wang Y., 1998.** Methods for cultivating edible ectomycorrhizal mushrooms. In: Varma A. (ed.) Mycorrhiza manual. Springer, Berlin Heidelberg, New York, pp. 99-114.
- Hall I. R., Yun W., Amicucci A., 2003.** Cultivation of edible ectomycorrhizal mushrooms. Trends Biotechnol., 21: 433-438.
- Hamouni M., Touaf L., Chekired Z., 2008.** Analyse du sol intérêt agronomique. Ed. institut national des sols de l'irrigation et du drainage, Alger, 44 p.
- Hawksworth D. L., 1991.** The fungal dimension of biodiversity: magnitude, significance and conservation. Mycol. Res., 95: 641-655.
- Hawksworth D.L., 2001.** The magnitude of fungal diversity: the 1.5 million species estimate revisited. Mycol. Res., 105: 1422-1432.
- Hedh J., Samson P., Erland S., Tunlid A., 2008.** Multiple gene genealogies and species recognition in the ectomycorrhizal fungus *Paxillus involutus*. Mycol. Res., 112: 965-975.
- Herrmann P., 1980.** Travaux pratiques D.A.A. Science du sol-Amenagement. D.E.A. Agronomie, Ecole nationale supérieure agronomique, Montpellier, Chaire de géologie-science du sol, 63 p.
- Hibbett D. S., Gilbert L-B, Donoghue M. J., 2000.** Evolutionary instability of ectomycorrhizal symbioses in basidiomycetes. Nature, 407:506-508.
- Hibbett D. S., Binder M., Bischoff J. F., Blackwell M., Cannon P. F., Eriksson O. E., Huhndorf S., James T. Y., Kirk P. M., Lücking R., Thorsten Lumbsch H., Lutzoni F., Matheny P. B., McLaughlin D. J., Powell M. J., Redhead S., Schoch C. L., Spatafora J. W., Stalpers J. A., Vilgalys R., Aime M. C., Aptroot A., Bauer R., Begerow D., Benny G. L., Castlebury L. A., Crous P. W., Dai Y-C., Gams W., Geiser D. M., Griffith G. W., Gueidan C., Hawksworth D. L., Hestmark G., Hosaka K., Humber R. A., Hyde K. D., Ironside J. E., Kõljalg U., Kurtzman C. P., Larsson K-H., Lichtwardt R., Longcore J., Miądlikowska J., Miller A., Moncalvo J-M., Mozley-Standridge S., Oberwinkler F., Parmasto E., Reeb V., Rogers J. D., Roux C., Ryvarden L., Sampaio J. P., Schüßler A., Sugiyama J., Thorn R. G., Tibell L., Untereiner W. A., Walker C., Wang Z., Weir A., Weiss M., White M. M., Winka K., Yao Y-J., Zhang N., 2007.** A higher-level phylogenetic classification of the Fungi. Mycol. Res. (III), 509-547.
- Hinsinger P., 2001.** Bioavailability of soil inorganic P in the rhizosphere as affected by root-induced chemical changes: a review. Plant Soil, 237: 173-195.
- Horton T. R., Bruns T. D., 1998.** Multiplehost fungi are the most frequent and abundant ectomycorrhizal types in a mixed stand of Douglas fir (*Pseudotsuga menziesii*) and bishop pine (*Pinus muricata*). New Phytol., 139: 331-339.
- Horton T. R., Bruns T. D., 2001.** The molecular revolution in ectomycorrhizal ecology: peeking into the black-box. Mol. Ecol., 10:1855-1871.

- Horton T. R., 2006.** The number of nuclei in basidiospores of 63 species of ectomycorrhizal homobasidiomycetes. *Mycologia*, 98: 233-238.
- Iordache V., Gherghel F., Kothe E., 2009.** Assessing the Effect of Disturbances on Ectomycorrhiza Diversity. *Int. J. Environ. Res. Public Health*, 6: 414-432.
- Iotti M., Piattoni F., Zambonelli A., 2012.** Techniques for Host Plant Inoculation with Truffles and Other Edible Ectomycorrhizal Mushrooms. *In: Zambonelli A. Bonito G.M. (Eds.) Edible Ectomycorrhizal Mushrooms, Soil Biology 34, Springer-Verlag Berlin Heidelberg*, pp. 145-161.
- Ishida T. A., Nara K., Tanaka M., Kinoshita A., Hogetsu T., 2008.** Germination and infectivity of ectomycorrhizal fungal spores in relation to their ecological traits during primary succession. *New Phytol.*, 180: 491-500.
- Jacob M., 2005.** Travail exploratoire sur la valorisation d'une ressource forestière non ligneuse: Les champignons sylvestres du massif d'Annot. Mém. de fin d'étude, Univ. Limoges, France, 54 p.
- James T. Y., Letcher P. M., Longcore J. E., Mozley-Standridge S. E., Porter D., Powell M. J., Griffith G. W., Vilgalys R., 2006 a.** A molecular phylogeny of the flagellated fungi (Chytridiomycota) and description of a new phylum (Blastocladiomycota). *Mycologia*, 98(6): 860-871.
- James T. Y., Kauff F., Schoch C. L., Matheny P. B., Hofstetter V., Cox C. J., Celio G., Gueidan C., Fraker E., Miadlikowska J., Thorsten Lumbsch H., Rauhut A., Reeb V., Arnold A. E., Amtoft A., Stajich J. E., Hosaka K., Sung G. H., Johnson D., O'Rourke B., Crockett M., Binder M., Curtis J. M., Slot J. C., Wang Z., Wilson A. W., Schübler A., Longcore J. E., O'Donnell K., Mozley-Standridge S., Porter D., Letcher P. M., Powell M. J., Taylor J. W., White M. M., Griffith G. W., Davies D. R., Humber R. A., Morton J. B., Sugiyama J., Rossman A. Y., Rogers J. D., Pfister D. H., Hewitt D., Hansen K., Hambleton S., Shoemaker R. A., Kohlmeyer J., Volkmann-Kohlmeyer B., Spotts R. A., Serdani M., Crous P. W., Hughes K. W., Matsuura K., Langer E., Langer G., Untereiner W. A., Lücking R., Büdel B., Geiser D. M., Aptroot A., Diederich P., Schmitt I., Schultz M., Yahr R., Hibbett D. S., Lutzoni F., McLaughlin D. J., Spatafora J. W., Vilgalys R., 2006 b.** Reconstructing the early evolution of Fungi using a six-gene phylogeny. *Nature*, 443: 818-822.
- Jargeat P., Gay G., Debaud J-C., Marmeisse R., 2000.** Transcription of a nitrate reductase gene isolated from the symbiotic basidiomycete fungus *Hebeloma cylindrosporum* does not require induction by nitrate. *Mol. Gen. Genet.*, 263: 948-956.
- Jonsson L. M., Nilsson M., Wardle D. A., Zackrisson O., 2001.** Context dependent effects of ectomycorrhizal species richness on tree seedling productivity. *Oikos*, 93: 353-364.
- Jougllet J.P., Bornard A., Dubost M., 1992.** Élément de pastoralisme montagnard. T 1 : Végétation. Équipements. Série Montagne N° 3. Eds. Cemagref Grenoble et Cemagref-Dicova, France, 168 p.
- Jullien E., Jullien J., 2009.** Guide écologique des arbres : ornement, fruitier, forestier. Eds. Sang de la terre et Eyrolles, Paris, 558 p.
- Kalac P., Svoboda L., 2000.** A review of trace element concentrations in edible mushrooms. *Food Chem.*, 69:273-281.
- Kalamees K., Silver S., 1988.** Fungal productivity of pine heaths in North-West Estonia. *Acta Bot. Fennica*, 136: 95-98.
- Kambhampati S., Eggleton P., 2000.** Taxonomy and phylogeny of termites. *In: Abe T., Bignell D., Higashi M. (Eds.) Termites, Evolution, Sociality, Symbioses and Ecology, Dordrecht Pays-bas Kluwer Academic Publisher*, pp. 1-23.
- Karwa A., Varma A., Rai M., 2011.** Edible ectomycorrhizal fungi: cultivation, conservation and challenges. *In: Rai M. Varma A. (Eds.) Diversity and biotechnology of ectomycorrhizae, Soil biology, Springer Berlin*, 25: 429-453.
- Kawai M., Yamahara M., Ohta A., 2008.** Bipolar incompatibility system of an ectomycorrhizal basidiomycete, *Rhizopogon rubescens*. *Mycorrhiza*, 18: 205-210.
- Keizer P. J., Arnolds E., 1994.** Succession of ectomycorrhizal fungi in roadside verges planted with common oak (*Quercus robur* L.) in Drenthe, The Netherlands. *Mycorrhiza*, 4:147-159.

- Kermani I., 2013.** Mycorhization contrôlée d'une cistacée pérenne par les terfez en condition gnontoxéniques et essai de leur transplantation sur terrain. Mém. Magister, Univ. Oran, 123 p.
- Kernaghan G., 2001.** Ectomycorrhizal fungi at tree line in the Canadian Rockies. II. Identification of ectomycorrhizae by anatomy and PCR. *Mycorrhiza*, 10: 217-229.
- Khabar L., Najim L., Janex-Favre M.C., Parguey-Leduc A., 2001.** Contribution à l'étude de la flore mycologique du Maroc : Les truffes marocaines, (Discomyètes). *Bull. Soc. Mycol. Fr.*, 117 (3): 213-229.
- Khabar L., 2002.** Etudes pluridisciplinaires des truffes du Maroc et perspectives pour l'amélioration de production des « Terfess » de la forêt de la Mamora. Thèse Doctorat d'Etat, Univ. Mohamed V-Agdal, Rabat (Maroc), 167 p.
- Khabar L., Laruelle F., Fontaine J., Najim L., Sancholle M., Durand R., 2004.** Acides gras et stérols de quelques champignons hypogés du Maroc. Premier symposium sur les Champignons Hypogés du Bassin méditerranéen, Rabat (Maroc), p 39.
- Khabar L., 2011.** Ecological and phytosociological study of truffles (genus *Tuber*) in Morocco. 6^{ème} workshop International sur les Champignons Mycorhiziens Comestibles (IWEMM6), Rabat (Maroc), p. 60.
- Khabar L., Amrani N., Guennoun N., Alaoui K.M.C., Akkif M., Hallaq H., 2011.** Terfess du Maroc: Identification et répartition géographique. 6^{ème} workshop International sur les Champignons Mycorhiziens Comestibles (IWEMM6), Rabat (Maroc), p. 62.
- Kherief-Naceraddine S., 2006.** Étude de la variabilité des températures extrêmes et pérennité des arbres urbains dans la région de Constantine. Mém. Magister, Univ. Mentouri, Constantine, 144 p.
- Kirat S., 2006.** Les conditions d'émergence d'un système d'élevage spécialisé en engraissement et ses conséquences sur la redynamisation de l'exploitation agricole et filière des viandes rouges bovines-cas de la wilaya de Jijel en Algérie. Thèse Master of science N°88 du CIHEM-Institut Agronomique Méditerranéen, Montpellier, 104 p.
- Kirchner G., Daillant O., 1998.** Accumulation of ²¹⁰Pb, ²²⁶Ra and radioactive cesium by fungi. *Sci. Total Environ.*, 222: 63-70.
- Kojta A. K., Jarzyńska G., Falandysz J., 2012.** Mineral composition and heavy metals accumulation capacity of Bay Bolete's (*Xerocomus badius*) fruiting bodies collected near a former gold and copper mining area. *J. Geochem. Explor.*, 121: 76-82.
- Kostiainen E., 2007.** ¹³⁷Cs in Finnish wild berries, mushrooms and game meat in 2000-2005. *Boreal Environ. Res.*, 12: 23-28.
- Kraj W., Grad B., 2013.** Seasonal dynamics of photosynthetic pigment, protein and carbohydrate contents in *pinus sylvestris* L. seedlings inoculated with *Hebeloma crustuliniforme* and *Laccaria bicolor*. *J. Plant Nutr.*, 36:633-650.
- Kranabetter J. M., Friesen J., Gamiet S., Kroeger P., 2005.** Ectomycorrhizal mushroom distribution by stand age in western hemlock-lodgepole pine forests of northwestern British Columbia. *Can. J. For. Res.*, 35:1527-1539.
- Krebs C. J., Carrier P., Boutin S., Boonstra R., Hofer E., 2008.** Mushroom crops in relation to weather in southeastern Yukon. *Botany*, 86: 1497-1502.
- Kretzer A., Li Y. N., Szaro T., Bruns T. D., 1996.** Internal transcribed spacer sequences from 38 recognized species of *Suillus sensu lato*: phylogenetic and taxonomic implications. *Mycologia*, 88: 776-785.
- Kutnik M., Bagnères A-G., 2005.** Les termites : outils de détermination des espèces (cas des *Reticulitermes* en Europe). *Bois For. Trop.*, 283 (1):81-90.
- Kuyper T. W., 1994.** Fungal species diversity and forest ecosystem functioning in the Netherlands. *In*: Boyle T. J. et Boyle C. E. B. (Eds.), *Biodiversity Temperate Ecosystems and Global Change*, Springer Verlag Berlin, 120: 99-122.
- Laganà A., Angiolini C., Salerni E., Perini C., Barluzzi C., de Dominicis V., 2002.** Periodicity, fluctuations and successions of macrofungi in forests (*Abies alba* Miller) in Tuscany, Italy. *For. Ecol. Manag.*, 169:187-202.

- Lakshmik B., Tilak J.C., Adhikari S., Devasagayam T.P.A. Janardhanan K.K., 2004.** Evaluation of antioxidant activity of selected Indian mushrooms. *Pharm. Biol.*, 42(3): 179-185.
- Lamaison J-L., Polese J-M., 2005.** Encyclopédie visuelle des champignons. Eds. Artémis, Losange, France, 383 p.
- Landeweert R., Leeflang P., Smit E., Kuyper T., 2005.** Diversity of an ectomycorrhizal fungal community studied by a root tip and total soil DNA approach. *Mycorrhiza*, 15: 1-6.
- Laqbaqbi A. E, Damien B., Chevalier G., 2011.** Modélisation de la trufficulture au Royaume du Maroc. 6^{ème} workshop International sur les Champignons Mycorrhiziens Comestibles (IWEMM6), Rabat (Maroc), p. 63.
- Latalova K., Balaz M., 2010.** Carbon nutrition of mature green orchid *Serapias strictiflora* and its mycorrhizal fungus *Epulorhiza* sp. *Biologia Plantarum*, 54: 97-104.
- Lazrek - Ben Friha F., 2008.** Analyse de la diversité génétique et symbiotique des populations naturelles tunisiennes de *Medicago truncatula* et recherche de QTL liés au stress salin. Thèse Doctorat, Univ. Toulouse III - Paul Sabatier, 226 p.
- Lecointre G., Le Guyader H., 2001.** Classification phylogénétique du vivant. Ed. Belin, Paris, 543 p.
- Lefebvre T., 2008.** Associations biologiques entre les termites du genre *Nasutitermes* et leur microflore actinomycétale: spécificité et évolution. Thèse Doctorat. Univ. Paris Est, France, 164 p.
- Lehto T., 1994.** Effects of soil pH and calcium on mycorrhizas of *Picea abies*. *Plant Soil*, 163:69-75.
- Lehto T., Zwiazek J. J., 2011.** Ectomycorrhizas and water relations of trees: a review. *Mycorrhiza*, 21:71-90.
- Leite S., 2008.** La bio-indication mycologique de la forêt domaniale Sainte-Croix-Volvestre. Mém. Master 2, Univ. Paul Sabatier, Toulouse III, France, 42 p.
- Lemoine C., Claustres G., 2002.** Mieux connaître les champignons. Eds. Gisserot J-P, France, 128 p.
- León-Guzmán, M. F., Silva I., López M. G., 1997.** Proximate chemical composition, free amino acid contents, and free fatty acid contents of some wild edible mushrooms from Queretaro, Mexico. *J. Agric. Food Chem.*, 45: 4329-4332.
- Le Page B. A., Currah R. S., Stockey R. A., Rothwell G. W., 1997.** Fossil ectomycorrhizae from the middle Eocene. *Am. J. Bot.*, 84: 410-412.
- Le Tacon F., 1978.** La mycorrhization contrôlée et ses possibilités d'application. Les progrès réalisés aux Etats-Unis. *Rev. For. Fr.*, 30 (5): 353-362.
- Le Tacon F., Jung G., Mugnier J., Michelot P., Mauperin C., 1984.** Efficiency in a forest nursery of an ectomycorrhizal fungus inoculum produced in a fermentor and entrapped in polymeric gels. *Can. J. Bot.*, 63: 1664-1668.
- Le Tacon F., Selosse M-A., 1994.** La Place des symbioses mycorrhiziennes dans l'évolution de la vie. *Acta Botanica Gallica*, 141 (4): 405-419
- Le Tacon F., 1997.** Vers une meilleure prise en compte des champignons mycorrhiziens dans la gestion forestière. *Rev. For. Fr.*, T. XLIX, sp: 245-255.
- Le Tacon F., Selosse M-F., 1997.** Le rôle des mycorrhizes dans la colonisation des continents et la diversification des écosystèmes terrestres. *Rev. For. Fr.*, T. XLIX, 15-24.
- Le Tacon F., Mousain D., Garbaye J., Bouchard D., Churin J. L., Argillier C., Amirault J. M., Généré B., 1997.** Mycorrhizes, pépinières et plantations forestières en France. *Rev. For. Fr.*, T. XLIX, 131-154.
- Lilleskov E. A., Bruns T. D., 2003.** Root colonization dynamics of two ectomycorrhizal fungi of contrasting life history strategies are mediated by addition of organic nutrient patches. *New Phytol.*, 159: 141-151.
- Limousin J.M., 2009.** Vulnérabilité du chêne vert (*Quercus ilex* L.) à une augmentation de la sécheresse : quels ajustements fonctionnels ? Thèse Doctorat, Univ. Montpellier SUPAGRO. Centre International d'Etudes Supérieures en Sciences Agronomiques, 247 p.

- Ling C., Hua I., Chen H., Feng L., 1990.** Studies on the nutritional value and biological effect of *Collybia velutipes*. Acta Nutr. Sin., 12(2):178-184.
- Liu Y. J., Hodson M. C., Hall B. D., 2006.** Loss of the flagellum happened only once in the fungal lineage: phylogenetic structure of Kingdom Fungi inferred from RNA polymerase II subunit genes. BMC Evol. Biol., 6, art. n° 74, 13 p.
- Lodge D. J., Wentworth T. R., 1990.** Negative associations among VA-mycorrhizal fungi and some ectomycorrhizal fungi inhabiting the same root system. Oikos, 57:347-356.
- Longvah T., Deosthale Y.G., 1998.** Compositional and nutritional studies on edible wild mushroom from northeast India. Food Chem., 63(3): 331-334.
- Loubelo E., 2012.** Impact des produits forestiers non ligneux (PFNL) sur l'économie des ménages et la sécurité alimentaire : cas de la République du Congo. Thèse Doctorat, Univ. Rennes 1, France, 225 p.
- Louni D., 1994.** Les forêts algériennes. Forêt méditerranéenne, VX (1) : 59-63.
- Lüttge U., Kluge M., Bauer G., 2002.** Botanique. 3^{ème} éd. Eds. TEC et DOC, Lavoisier, Paris, 604 p.
- Lutzoni F., Kauff F., Cox C.J., McLaughlin D., Celio G., Dentinger B., Padamsee M., Hibbett D., James T.Y., Baloch E., Grube M., Reeb V., Hofstetter V., Schoch C., Arnold A.E., Miadlikowska J., Spatafora J., Johnson D., Hambleton S., Crockett M., Shoemaker R., Sung G.H., Lücking R., Lumbsch T., O'Donnell K., Binder M., Diederich P., Ertz D., Gueidan C., Hansen K., Harris R.C., Hosaka K., Lim Y.W., Matheny B., Nishida H., Pfister D., Rogers J., Rossman A., Schmitt I., Sipman H., Stone J., Sugiyama J., Yahr R., Vilgalys R., 2004.** Assembling the fungal tree of life: progress, classification, and evolution of subcellular traits. Am. J. Bot., 91: 1446-1480.
- Maire R., 1926.** Carte phytogéographique de l'Algérie et de la Tunisie. Gouvernement General d'Algérie. Services des cartes, Alger, 78 p.
- Malajczuk N., Molina R., Trappe J., 1982.** Ectomycorrhiza formation in *Eucalyptus*. I. Pure culture synthesis, host specificity and mycorrhizal compatibility with *Pinus radiata*. New Phytol., 91:467-482.
- Manzi P., Aguzzi A., Pizzoferrato L., 2001.** Nutritional value of mushrooms widely consumed in Italy. Food Chem., 73: 321-325.
- Martínez de Aragón J., Bonet J. A., Fischer C. R., Colinas C., 2007.** Productivity of ectomycorrhizal and selected edible saprotrophic fungi in pine forests of the pre-Pyrenees mountains, Spain: predictive equations for forest management of mycological resources. For. Ecol. Manag., 252: 239-256.
- Martínez de Aragón J., Riera P., Giergiczy M., Colinas C., 2011.** Value of wild mushroom picking as an environmental service. Forest Policy Econ., 13: 419-424.
- Martínez-Carrera D., Bonilla M., Martínez W., Sobal M., Aguilar A., Pellicer-Gonzalez E., 2001.** Characterization and cultivation of wild *Agaricus* species in Mexico. Micol. Apl. Int., 13: 9-24.
- Martínez-Peña F., Ágreda T., Águeda B., Ortega-Martínez P., Fernández-Toirán L. M., 2012 a.** Edible sporocarp production by age class in a Scots pine stand in Northern Spain. Mycorrhiza, 22 (3):167-174.
- Martínez-Peña F., de-Miguel S., Pukkala T., Bonet J. A., Ortega-Martínez P., Aldea J., Martínez de Aragón J., 2012 b.** Yield models for ectomycorrhizal mushrooms in *Pinus sylvestris* forests with special focus on *Boletus edulis* and *Lactarius group deliciosus*. Forest Ecol. Manag., 282: 63-69
- Massicotte H. B., Peterson R. L., Ackerly C. A., Piche Y., 1986.** Structure and ontogeny of *Alnus crispa-Alpova diplophoeus* ectomycorrhiza. Can. J. Bot., 64: 177-192.
- Massicotte H. B., Peterson R. L., Ashford A. E., 1987.** Ontogeny of *Eucalyptus pilularis* - *Pisolithus tinctorius* ectomycorrhizae. I. Light microscopy and scanning electron microscopy. Can. J. Bot., 65: 1927-1939.
- Massicotte H. B., Molina R., Luoma D. L., Smith J. E., 1994.** Biology of the ectomycorrhizal genus *Rhizopogon*. II. Patterns of host-fungus specificity following spore inoculation of diverse hosts grown in mono- and dualcultures. New Phytol., 126: 677-690.
- Mattila P. R., Piironen V. I., Uusi-Rauva E.J., Koivistoinen P.E., 1994.** Vitamin D contents in edible mushrooms. Journal of Agricultural and Food Chem., 42: 2449-2453.

- Maupeou G., 1996.** La chênaie méditerranéenne dans les forêts publiques du Languedoc- Roussillon. Forêt méditerranéenne, XVII, 3:196.
- Mauri P.V., Manzanera J.A., 2005.** Protocol of somatic embryogenesis: holm oak (*Quercus ilex* L.). In: Jain S. M., Gupta P.K. (Eds.) Protocol for Somatic Embryogenesis in Woody Plants, Springer Netherlands, pp. 469-482.
- Meharzi M. K-E., 2010.** Forêts, géo-systèmes et dynamique du Milieu : le cas de L'Aurès. Mém. Magister, Univ. Mentouri, Constantine, 238 p.
- Mehus H., 1986.** Fruit body production of macrofungi in some North Norwegian forest types. Nord. J. Bot., 6 (5):679-702.
- Mello A., Fontana A., Meotto F., Comandini O., Bonfante P., 2001.** Molecular and morphological characterization of *Tuber magnatum* mycorrhizas in a long-term survey. Microbiol. Res., 155: 279-284.
- Mesli-Bestaoui K., Bouazza M., Godron M., 2007.** Etude des groupements végétaux des monts de Tlemcen et de leurs faciès de dégradation par deux approches : les profils écologiques et les liaisons interspécifiques (Oranie-Algérie). Sciences and Technologie C., 25: 71-78.
- Mhirit O., Blerot P., Abourouh M., Ahizoune A., Ahlafi Z., Alaoui A., Ankouz M., Askarn M., Bakry M., Belmlih A., Benabid A., Benzyane M., Bouchafra A., El Abid A., El Aichouni M., El Haddad M., El Idrissi M., El Kabiri My L., El Yousfi S. M., Fassi I., Fennane M., Haddan M., Haffane M., Hajib S., Hammoudi A., Hanan A., Mestour A., Naggat M., Omerani A., Rajad M., Rejdali M., Tawfik A., Blerot M-A., Revelart A., 1999.** Le grand livre de la forêt marocaine. Ed. Pierre Mardaga, Sprimont, Belgique, 280p.
- Mietelski J. W., Baeza A. S., Guillen J., Buzinny M., Tsigankov N., Gaca P., Jasińska M., Tomankiewicz E., 2002.** Plutonium and other alpha emitters in fruitbodies from Poland, Spain and Ukraine. Appl. Radiat. Isot., 56: 717-729.
- Mietelski J. W., Dubchak S., Błażej S., Anielska T., Turnau K., 2010.** ¹³⁷Cs and ⁴⁰K in fruiting bodies of different fungal species collected in a single forest in southern Poland. J. Environ. Radioact., 101:706-711.
- Mihoub A., 2012.** Dynamique du phosphore dans le système sol-plante en conditions pédoclimatiques sahariennes. Mém. Magister, Univ. Kasdi Merbah, Ouargla, 101 p.
- Mirault J., 1996.** Chênes vert et blanc : Aspects phytosanitaires. Forêt méditerranéenne, XVII, 3: 175-178.
- Mischler B.D., Brandon R.N., 1987.** Individuality, pluralism, and the phylogenetic species concept. Biological Philosophy, 2: 397-414.
- Mitrakos K.A., 1980.** A theory for Mediterranean plant life. Acta. Oecol., 1: 245-252.
- Mohamed-Benkada M., 1999.** Extraction et essai d'isolement des principes antimicrobiens de *Terfezia clavaryi* Chat. Mém. Magister, Univ. Oran, 83 p.
- Molina R., Trappe J. M., 1982.** Patterns of ectomycorrhizal host specificity and potential among Pacific Northwest conifers and fungi. For. Sci., 28:423-458.
- Molina R., Massicotte H., Trappe J-M., 1992.** Specificity phenomena in mycorrhizal symbioses: community-ecological consequences and practical implications. In: Allen M. F. (ed.) Mycorrhizal functioning: an integrative plant-fungal process, New York, Chapman and Hall, pp. 357-423.
- Molina R., Trappe J-M., 1994.** Biology of the ectomycorrhizal genus *Rhizopogon*. I. Host associations, host-specificity and pure culture syntheses. New Phytol., 126: 653-675.
- Moll M., Moll N., 2002.** Précis des risques alimentaires. 2^{ème} tirage. Eds. TEC et DOC, Lavoisier, Paris, 383p.
- Moore D., Gange A. C., Gange E. G., Boddy L., 2008.** Fruit Bodies: Their Production and Development in Relation to Environment. In: Boddy L., Frankland J. C., Van West P. (Eds.) Ecology of Saprotrophic Basidiomycetes, pp. 79-104.
- Moreau P. A., Daillant O., Corriol G., Gueidan C., Courtecuisse R., 2002.** Renecofor - Inventaire des champignons supérieurs et des lichens sur 12 placettes du réseau et dans un site atelier de l'INRA/GIP

- ECOFOR – Résultats d'un projet pilote (1996-1998). Office National des Forêts, Fontainebleau, France, 142 p.
- Morte M.A., Cano A., Honrubia M., Torres P., 1994.** *In vitro* mycorrhization of micropropagated *Helianthemum almeriense* plantlets with *Terfezia claveryi* (desert truffle). *Agricultural Science in Finland*, 3: 309-314.
- Morte A., Lovisolo C., Schubert A., 2000.** Effect of drought stress on growth and water relations of the mycorrhizal association *Helianthemum almeriense*-*Terfezia claveryi*. *Mycorrhiza*, 10: 115-119.
- Morte A., Andrino A., Honrubia M., Navarro-Ródenas A., 2012.** *Terfezia* Cultivation in Arid and Semiarid Soils. In: Zambonelli A. et Bonito G. M. (Eds.), *Edible Ectomycorrhizal Mushrooms, Soil Biology* 34, Springer-Verlag Berlin Heidelberg, pp. 241-263.
- Mousain D., Couteaudier Y., Pierson J., 1979.** Mycorrhizal synthesis of *Lactarius deliciosus* with *Pinus pinaster*. *Ann. Phytopathol.*, 11:130.
- Mousain D., Matumoto-Pintro P., Quiquampoix H., 1997.** Le rôle des mycorhizes dans la nutrition phosphatée des arbres forestiers. *Rev. For. Fr.*, XLIX: 67- 81.
- Murat C., Mello A., Abbà S., Vizzini A., Bonfante P., 2008.** Edible Mycorrhizal Fungi: Identification, Life Cycle and Morphogenesis. In: Varma A. (Ed.) *Mycorrhiza*, Springer-Verlag Berlin Heidelberg, pp. 707-732.
- Murata H., Ohta A., Yamada A., Narimatsu M., Futamura N., 2005.** Genetic mosaics in the massive persisting rhizosphere colony “shiro” of the ectomycorrhizal basidiomycete *Tricholoma matsutake*. *Mycorrhiza*, 15: 505-512.
- Nabors M., 2008.** *Biologie végétale. Structures, fonctionnement, écologie et biotechnologies.* Ed. Pearson Education France, Paris, 614 p.
- Naggar M., 2000.** Éléments de base d'une stratégie de sylvopastoralisme en Afrique du Nord. *Options Méditerranéennes, Sér. A*, 39 : 191-202.
- Nardini A., Salleo S., Tyree MT., Vertovec M., 2000.** Influence of the ectomycorrhizas formed by *Tuber melanosporum* Vitt. on hydraulic conductance and water relations of *Quercus ilex* L. seedlings. *Ann. For. Sci.*, 57: 305-312.
- Nassoh R., Khabar L., Kahouadji A., 2011.** Contribution à une étude écologique des champignons comestibles dans le Moyen Atlas (Maroc). 6^{ème} workshop International sur les Champignons Mycorrhiziens Comestibles (IWEMM6), Rabat (Maroc), p. 79.
- Ndoye F., Kane A., Bakhoun N., Sanon A., Fall D., Diouf D., Sylla S. N., Bâ A. M., Sy M. O., Noba K., 2013.** Response of *Acacia senegal* (L.) Willd. to inoculation with arbuscular mycorrhizal fungi isolates in sterilized and unsterilized soils in Senegal. *Agroforest. Syst.*, 87:941-952.
- Neggaz S., 2010.** Analyse chromatographique et spectroscopiques des composés antimicrobiens d'une espèce de terfez: *Tirmania pinoyi* (Maire). *Mém. Magister, Univ. Oran*, 107 p.
- Neggaz S., Fortas Z., Chenni M., 2012.** Antifungal activity of Algerian desert truffles: *Tirmania pinoyi* against *Candida albicans*. 4th Int. Cong. on Aromatic and Medicinal Plants, Sidi Bel-Abbes (Algérie), pp. 10-11.
- Neggaz S., Fortas Z., 2013.** Test of antibiotic properties of Algerian Desert Truffles against bacteria and fungi. *Journal of Life Sciences*, 7(3):1855-1864.
- Newton A. C., Haigh J. M., 1998.** Diversity of ectomycorrhizal fungi in Britain: a test of the species-area relationships and the role of host specificity. *New Phytol.*, 138: 619-627.
- Nezzar-Hocine H., Halli-Hargas R., Chevalier G., Perrin R., 1996 a.** Mycorrhization of *Cedrus atlantica* with *Laccaria laccata* under controlled conditions. In: Azcon-Aguilar C., Barea J. M. (Eds.) *Mycorrhizas in integrated systems from genes to plant development.* European Commission, EUR 16728, Luxembourg, pp. 565-568.
- Nezzar-Hocine H., Bouteville R. J., Halli-Hargas R., Chevalier G., 1996 b.** La macroflore fongique de *Cedrus atlantica* (Endl.) Manetti ex Carrière. I. Inventaire des espèces d'une cédraie du massif du Djurdjura (Algérie) et connaissances actuelles sur les champignons des cédraies. *Crypt. Mycol.*, 17 (2) :85-103.

- Nezzar-Hocine H., 1998.** Associations mycorhiziennes naturelles de *Cedrus atlantica* dans le massif du Djurdjura (Algérie) et mycorhization contrôlée. Thèse de Doctorat, Univ. Blaise Pascal, Clermont-Ferrand II, France.
- Nezzar-Hocine H., Bouteville R. J., Halli-Hargas R., Chevalier G., 1998 a.** La macroflore fongique de *Cedrus atlantica* (Endl.) Manetti ex Carrière. II. Les champignons ectomycorhiziens d'une cédraie du massif du Djurdjura (Algérie). *Crypt. Mycol.*, 19 (1-2) :139-161.
- Nezzar-Hocine H., Perrin R., Halli-Hargas R., Chevalier G., 1998 b.** Ectomycorrhizal associations with *Cedrus atlantica* (Endl.) Manetti ex Carrière. I. Mycorrhizal synthesis with *Tricholoma tridentinum* Singer var. *cedretorum* Bon. *Mycorrhiza*, 8:47-51.
- Nezzar-Hocine H., Abdesselam M., Guinberteau J., Halli-Hargas R., Saïdi F., Chevalier G., 2002.** Fungal macroflora of *Cedrus atlantica*. III - Relations between climate and basidiocarpogenesis. *Crypt. Mycol.*, 23 (1):19-37.
- Norman M. J. T., Pearson C. J., Searle P. G. E., 1995.** The Ecology of Tropical Food Crops. Cambridge University Press, Cambridge, 436 p.
- Nouaim R., Chaussod R., 2002.** Réponse à la mycorhization de plants d'arganier (*Argania spinosa*) multipliés par bouturage. *Al Awamia*, 105: 9-22.
- Nunes J., Madeira M., Gazarini L., Neves J., Vicente H., 2011.** A data mining approach to improve multiple regression models of soil nitrate concentration predictions in *Quercus rotundifolia* montados (Portugal). *Agroforest Syst.*, 84: 89-100.
- Nuytinck J., Verbeken A., 2007.** Species delimitation and phylogenetic relationships in *Lactarius* section *Deliciosi* in Europe. *Mycol. Res.*, 111:1285-1297.
- Nuytinck J., Verbeken A., Miller S. L., 2007.** Worldwide phylogeny of *Lactarius* section *Deliciosi* inferred from ITS and glyceraldehyde-3-phosphate dehydrogenase gene sequences. *Mycologia*, 99: 820-832.
- Office National des Forêts de Corse, 1996.** Gestion du chêne vert en Corse - Quelques éléments de sylviculture. *Forêt méditerranéenne*, XVII (3): 191-192.
- Ogaya R., Peñuelas J., 2007.** Seasonal ultrasonic acoustic emissions of *Quercus ilex* L. trees in a Mediterranean forest. *Acta. Physiol. Plant.*, 29: 407-410.
- O'Hanlon R., 2011.** The diversity of fungi in four Irish forest types. A thesis submitted for the degree of Doctor of Philosophy, University of Limerick, Ireland, 387 p.
- Ohenoja E., 1993.** Effect of weather conditions on the larger fungi at different forest sites in Northern Finland in 1976-1988. *Scientiae Rerum Naturalium*, 243: 11-69.
- Ohta A., 1994.** Production of fruit-bodies of a mycorrhizal fungus, *Lyophyllum shimeji*, in pure culture. *Mycoscience*, 35: 147-151.
- Oliveira R. S., Franco A. R., Vosátka M., Castro P. M. L., 2010.** Management of nursery practices for efficient ectomycorrhizal fungi application in the production of *Quercus ilex*. *Symbiosis*, 52:125-131.
- Olivier J.M., Guinberteau J., Rondet J., Mamoun M., 1997.** Vers l'inoculation contrôlée des cèpes et bolets comestibles ? *Rev. For. Fr.*, T. XLIX, n° sp, 222-234.
- Ortega-Martínez P., Águeda B., Fernández-Toirán L. M., Martínez-Peña F., 2011.** Tree age influences on the development of edible ectomycorrhizal fungi sporocarps in *Pinus sylvestris* stands. *Mycorrhiza*, 21: 65-70.
- Oso B., 1975.** Mushrooms and the Yoruba people of Nigeria. *Mycologia*, 67(2): 311-319.
- Otto H.-J., 1999.** Écologie forestière. Ed. Institut pour le Développement Forestiers, Paris, 397 p.
- Ouabbou A., El-Assfoury A., Ouazzani Touhami A., Benkirane R., Douira A., 2010.** Etude de quelques espèces fongiques du genre *Panaeolus* (Fr.) Quélet., dont une nouvelle pour le Maroc: *Panaeolus dunensis* Bon et Courtecuisse. *Bulletin de l'Institut Scientifique, Rabat, section Sciences de la Vie*, 32 (2) : 47-50.
- Oubellil D., 2010.** Sélection de l'habitat et écologie alimentaire du chacal doré *Canis aureus algirensis* dans le Parc National de Djurdjura. *Mém. Magister, Univ. Mouloud Mammeri, Tizi-Ouzou*, 73 p.

- Oulmouhoub S., 2005.** Gestion multi-usage et conservation du patrimoine forestier : cas des subéraies du parc National d'El kala (Algérie). Thèse de doctorat, Institut Agronomique Méditerranéen de Montpellier, CIHEAM-IAMM, 127 p.
- Outcoumit A., Yamni Kh., Ouazzani Touhami A., Douira A., 2004.** Suivi au laboratoire du développement des carpophores de *Gymnopilus suberis* (Maire) Singer sur les fragments de bois de *Quercus suber* L. Bulletin de l'Institut Scientifique, Rabat, section Sciences de la Vie, 26-27 : 7-11.
- Outcoumit A., Ouazzani Touhami A., Laurent P., Douira A., 2006.** Etude de *Omphalotus olearius* (De Candolle : Fr.) Gillet, Basidiomycète lignicole des forêts du Nord-Ouest du Maroc. Bulletin de la Société Mycologique des Hautes-Vosges, 11 :26-33.
- Outila T. A., Mattila P. H., Piironen V. I., Lamberg-Allardt C. J. E., 1999.** Bioavailability of vitamin D from wild mushrooms (*Cantharellus tubaeformis*) as measured with a human bioassay. Am. J. Cl. Nutr., 69: 95-98.
- Palacios I., Lozano M., Moro C., D'Arrigo M., Rostagno M. A., Martínez J. A, García-Lafuente A., Guillamón E., Villares A., 2011.** Antioxidant properties of phenolic compounds occurring in edible mushrooms. Food Chem., 128: 674-678.
- Parke J. L., Linderman R. G., Black C. H., 1983.** The role of ectomycorrhizas in drought tolerance of Douglas-fir seedlings. New Phytol., 95:83-95.
- Parladé J., Álvarez I. F., Pera J., 1996.** Ability of native ectomycorrhizal fungi from northern Spain to colonize Douglas-fir and other introduced conifers. Mycorrhiza, 6:51-55.
- Parladé J., Pera J., Luque J., 2004.** Evaluation of mycelial inocula of edible Lactarius species for the production of *Pinus pinaster* and *P. sylvestris* mycorrhizal seedlings under greenhouse conditions. Mycorrhiza, 14:171-176.
- Pépinieres Robin (1948-2008), 2008.** Catalogue 2008-2009. Saint Laurent cors- France, 128 p.
- Pera J., Álvarez I. F., 1995.** Ectomycorrhizal fungi of *Pinus pinaster*. Mycorrhiza, 5:193-200.
- Perotto S., Martino E., Abbà S., Vallino M., 2012.** Genetic Diversity and Functional Aspects of Ericoid Mycorrhizal Fungi. In: Hock B. (Ed.) Fungal Associations, 2nd ed., The Mycota IX, pp. 255-285.
- Peterson R. L., Bonfante P., 1994.** Comparative structure of vesicular-arbuscular mycorrhizas and ectomycorrhizas. Plant Soil, 159: 79-88.
- Peterson R. L., Massicotte H. B., 2004.** Exploring structural definitions of mycorrhizas, with emphasis on nutrient-exchange interfaces. Can. J. Bot., 82: 1074-1088.
- Phillips J.M., Hayman D. S., 1970.** Improved procedures for clearing roots and staining parasitic and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. Trans. Br. Mycol. Soc., 55:158-16.
- Pickford J., 2010.** Caractérisation du cortège ectomycorhizien d'une plantation forestière et sylvopastorale d'eucalyptus urograndis au Brésil. Mém. pour l'obtention du grade de Maître ès Sciences, Univ. Laval, Québec, 68 p.
- Pierre M., Lys M., 2007.** Secrets des plantes pour se soigner naturellement. Ed. Artémis, France, 463 p.
- Pinna S., Gévry M-F., Côté M., Sirois L., 2010.** Factors influencing fructification phenology of edible mushrooms in a boreal mixed forest of Eastern Canada. For. Ecol. Manag., 260: 294-301.
- Plassard C., Scheromm P., Lamas H., 1986.** Nitrate assimilation by maritime pine and ectomycorrhizal fungi in pure culture. In: Gianinazzi-Pearson V., Gianinazzi S. (Eds.) Physiological and Genetical Aspects of Mycorrhizae, Paris, INRA, pp. 383-388.
- Plassard C., Guérin-Laguette A., Véry A. A., Casarin V., Thibaud J. B., 2002.** Local measurements of nitrate and potassium fluxes along roots of maritime pine. Effects of ectomycorrhizal symbiosis. Plant Cell Envir., 25: 75-84.
- Prasad K., 2010.** Ectomycorrhizal symbiosis: possibilities and prospects. In: Rai M., Kövics G. (Eds.) Progress in Mycology, Scientific Publishers (India), Springer + Business Media B.V., pp. 293-310.

- Pulido F.J., Díaz M., Hidalgo S.J., 2001.** Size structure and regeneration of Spanish Holm oak *Quercus ilex* forests and dehesas: effects of agroforestry use on their long-term sustainability. For. Ecol. Manag., 146:1-13.
- Quézel P., Santa S., 1962-1963.** Nouvelle Flore de l'Algérie et des régions désertiques méridionales, 2 T. Ed. C.N.R.S. Paris, 1170 p.
- Quézel P., 1976.** Les chênes sclérophylles en région méditerranéenne. CIHEAM - Options Méditerranéennes, 35: 25-29.
- Quézel P., 1979.** La région méditerranéenne française et ses essences forestières. signification écologique dans le contexte circumméditerranéen. Forêt méditerranéenne, I, 1 : 7-18.
- Quézel P., Bonin G., 1980.** Les forêts feuillues du pourtour méditerranéen constitution, écologie, situation actuelle, perspectives. Rev. For. Fr., XXXII, (3) : 253-268.
- Quézel P., 1985.** Les pins du groupe « Halepensis ». Ecologie, végétation, Ecophysiologie. CIHEAM-Option méditerranéenne, 86 (1): 11-19.
- Quézel P., 1988.** Esquisse phytogéographique de la végétation climatique potentielle des grandes Iles méditerranéennes. Bull. Ecol., 18 : 121-127.
- Rameau J.C., Mansion D., Dumé G., Timbal J., Lecointe A., Dupont P., Keller R., 1989.** Flore forestière française : Guide écologique illustré. Tome (1). Plaines et collines. Ed. Institut pour le développement forestier, Paris, 1792 p.
- Rameau J.C., Mansion D., Dumé G., Gauberville C., Bardat J., Bruno E, Keller R., 2008.** Flore forestière française : Guide écologique illustré. Tome (3). Région méditerranéenne. Ed. Institut pour le développement forestier, Paris, 2432 p.
- Ramos B., Barriuso-Maicas J., Lucas García J. A., Pereyra de la Iglesia T., Daza A., Gutierrez Mañero F. J., 2007.** Phosphate-solubilizing microorganisms in the rhizosphere of *Pinus pinaster* and in the mycosphere of associated *Lactarius deliciosus*. In: Velázquez E., Rodríguez-Barrueco C. (Eds.), First International Meeting on Microbial Phosphate Solubilization, pp. 261-264.
- Ras El Gherab F. Z., 2013.** Etude de l'association mycorhizienne *Helianthemum lippii* (L.) Pers. / *Tirmania* sp. Mém. Master 2, Univ. Oran, 58p.
- Rasmussen H. N., 2002.** Recent developments in the study of orchid mycorrhiza. Plant Soil, 244: 149-163.
- Rasmussen H. N., Rasmussen F. N., 2009.** Orchid mycorrhiza: implications of a mycophagous life cycle. Oikos, 118: 334-345.
- Raven P. H., Johnson G. J., Mason K. A., Losos J. B., Singer S. S., 2011.** Biologie. 2^{ème} édition. Ed. De Boeck, Bruxelles, 1406p.
- Read D. J., 1991.** Mycorrhizas in ecosystems. Experientia, 47: 376-391.
- Read D. J., Perez-Moreno J., 2003.** Mycorrhizas and nutrient cycling in ecosystems, a journey towards relevance? New Phytol., 157: 475-492.
- Redecker D., Morton J. B., Bruns T. D., 2000.** Ancestral lineages of arbuscular mycorrhizal fungi (Glomales). Mol. Phylogen. Evol., 14 (2): 276-284.
- Redecker D., Szaro T. M., Bowman R. J., Bruns T. D., 2001.** Small genets of *Lactarius xanthogalactus*, *Russula cremoricolor* and *Amanita francheti* in late-stage ectomycorrhizal successions. Mol. Ecol., 10: 1025-1034.
- Redecker D., 2002.** New views on fungal evolution based on DNA markers and the fossil. Research in Microbiology, 153: 125-130.
- Reichl F-X., Benecke J., Benecke M., Eckert K-G., Erber B., Golly I. C., Kreppel H., Liebl B., Mückter H., Szinicz L., Zilker T., 2004.** Guide pratique de toxicologie. 1^{er} éd. Ed. De Boeck Université, Bruxelles, 348 p.
- Reis F. S., Barros L., Martins A., Ferreira I. C. F. R., 2012.** Chemical composition and nutritional value of the most widely appreciated cultivated mushrooms: an inter-species comparative study. Food Chem. Toxicol., 50:191-197.

- Repáč I., 2011.** Ectomycorrhizal Inoculum and Inoculation Techniques. *In:* Rai M., Varma A., (Eds.) Diversity and Biotechnology of Ectomycorrhizae, Soil Biology 25, Springer-Verlag Berlin Heidelberg, pp. 43-63.
- Richard F., Moreau P-A, Selosse M-A, Gardes M. 2004.** Diversity and fruiting patterns of ectomycorrhizal and litter saprobic fungi in an old-growth Mediterranean forest dominated by *Quercus ilex* L. *Can. J. Bot.*, 82: 1711-1729.
- Richard F., Millot S., Gardes M., Selosse M. A., 2005.** Diversity and specificity of ectomycorrhizal fungi retrieved from an old-growth Mediterranean forest dominated by *Quercus ilex*. *New Phytol.*, 166 (3):1011-1023.
- Richard F., Selosse M.A., Gardes M., 2009.** Facilitated establishment of *Quercus ilex* in shrub-dominated communities within a Mediterranean ecosystem: do mycorrhizal partners matter. *FEMS Microbiol. Ecol.*, 68(1):14-24.
- Richard F., Roy M., Shahin O., Sthultz C., Duchemin M., Joffre R., Selosse M-A., 2011.** Ectomycorrhizal communities in a Mediterranean forest ecosystem dominated by *Quercus ilex*: seasonal dynamics and response to drought in the surface organic horizon. *Ann. Forest sci.*, 68: 57-68.
- Riffle J. W., 1973.** Pure culture synthesis of ectomycorrhizae on *Pinus ponderosa* with species of *Amanita*, *Suillus* and *Lactarius*. *For. Sci.*, 19:242-250.
- Rincón A., Álvarez I. F., Pera J., 1999.** Ectomycorrhizal fungi of *Pinus pinea* L. in northeastern Spain. *Mycorrhiza*, 8:271-276.
- Rincón A., Álvarez I. F., Pera J., 2001.** Inoculation of containerized *Pinus pinea* L. seedlings with seven ectomycorrhizal fungi. *Mycorrhiza*, 11:265-271.
- Rivas-Martinez S., 1975.** La végétation de la classe *Quercetea ilicis* en Espagne y Portugal. *Ann. Inst. Bot. Cavanilles*, 31(2): 205-259.
- Rodà F., Retana J., Gracia C.A., Bellot J., 1999.** Ecology of Mediterranean evergreen Oak Forests. Ed. Springer-Verlag, Berlin, Heidelberg, New York, 373p.
- Roda J.M., Gerard J., Gorse C., 2004.** Aspects économiques de la production de parquet massif de chêne vert. *Forêt méditerranéenne*, XXV, 2 : 119-130.
- Roger P., 1981.** Les champignons. Eds. Solar pour la traduction française, Paris, 288 p.
- Romagnesi H., 1995.** Atlas des champignons d'Europe. Ed. Bordas, Paris, 290 p.
- Rouland-Lefevre C., Bignell D.E., 2001.** Cultivation of symbiotic fungi by termites of the subfamily *Macrotermitinae*. *In:* Abe T., Bignell D., Higashi M. (Eds.) Symbiosis: Mechanisms and model systems, Kluwer Academic Publishers Dordrecht, pp. 731-756.
- Rouland-Lefevre C., Inoue T., Johjima T., 2006.** *Termitomyces*/Termite interactions. Part II termites as model organisms. *In:* König H., Varma A. (Eds.) Intestinal microorganisms of soil invertebrates, Springer-Verlag Berlin, Heidelberg, Germany, pp. 335-350.
- Rousseau J. V. D., Sylvia D. M., Fox A. J., 1994.** Contribution of ectomycorrhiza to the potential nutrient absorbing surface of pine. *New Phytol.*, 128: 639-644.
- Rubini A., Riccioni C., Arcioni S., Paolucci F., 2007.** Troubles with truffles: unveiling more of their biology. *New Phytol.*, 174: 256-259.
- Rudawska M., Leski T., 2004.** Macro- and microelement contents of fruiting bodies of wild mushrooms from the Notecka forest in west-central Poland. *Food Chem.*, 92: 499-506.
- Rühm W., Kammerer L., Hiersche L., Wirth E., 1997.** The $^{137}\text{Cs}/^{134}\text{Cs}$ ratio in fungi as indicator of the major mycelium location in forest soil. *J. Environ. Radioact.*, 35:129-148.
- Sadler M., 2003.** Nutritional properties of edible fungi. *Nutrition Bulletin*, 28: 305-308.
- Sakakibara S. M., Jones M. D., Gillespie M., Hagerman S. M., Forrest M. E., Simard S. W., Durall D. M., 2002.** A comparison of ectomycorrhiza identification based on morphotyping and PCR-RFLP analysis. *Mycol. Res.*, 106: 868-878.

- Salmon Y., 2004.** Déphasages phénologiques chez le chêne vert (*Quercus ilex* L.) et conséquences fonctionnelles. Mémoire D. E. U. A. Ecole nationale supérieure agronomique Montpellier, pp. 15-17.
- Samson J., Fortin J. A., 1986.** Ectomycorrhizal fungi of *Larix laricina* and the interspecific and intraspecific variation in response to temperature. *Can. J. Bot.*, 64: 3020-3028.
- Samuel R., Bachmair A., Jobst J., Ehrendorfer F., 1998.** ITS sequences from nuclear rDNA suggest unexpected phylogenetic relationships between Euro-Mediterranean, East Asiatic and North American taxa of *Quercus* (*Fagaceae*). *Pl. Syst. Evol.*, 211:129-139.
- Sanchez-Zabala J., Majada J., Martín-Rodriguez N., Gonzalez-Murua C., Ortega U., Alonso Graña M., Arana O., Duñabeitia M. K., 2013.** Physiological aspects underlying the improved outplanting performance of *Pinus pinaster* Ait. seedlings associated with ectomycorrhizal inoculation. *Mycorrhiza*, 14 p. (Article sous presse).
- Sanmee R., Dell B., Lumyong P., Izumori K., Lumyong S., 2003.** Nutritive value of popular wild edible mushrooms from northern Thailand. *Food Chem.*, 82: 527-532.
- Sanmee R., Lumyong P., Dell B., Lumyong S., 2010.** *In vitro* cultivation and fruit body formation of the black bolete, *Phlebopus portentosus*, a popular edible ectomycorrhizal fungus in Thailand. *Mycoscience*, 51: 15-22.
- Sanon K. B., Bâ A. M., Dexheimer J., 1997.** Mycorrhizal status of some fungi fruiting beneath indigenous trees in Burkina Faso. *Forest Ecol. Manag.*, 98: 61-69.
- Sanon K. B., Bâ A. M., Delaruelle C., Duponnois R., Martin F., 2009.** Morphological and molecular analyses in *Scleroderma* species associated with some Caesalpiniaceae, Dipterocarpaceae and Phyllanthaceae trees in southern Burkina Faso. *Mycorrhiza*, 19: 571-584.
- Sari D., 1977.** L'homme et l'érosion dans l'Ouarsenis (Algérie). Ed. société Nationale d'édition et de Diffusion, Alger, 623 p.
- Sato H., Morimoto S., Hattori T., 2012.** A Thirty-Year Survey Reveals That Ecosystem Function of Fungi Predicts Phenology of Mushroom Fruiting. *Plos one*, 7(11), 8 p. (Article sous presse).
- Sauvage C., 1961.** Flore des subéraies marocaines (Catalogue des Cryptogames vasculaires et des Phanérogames). *Trav. Inst. Sci. Cherif. Bot.*, 22- 252.
- Savoie J.-M., Largeteau M. L., 2011.** Production of edible mushrooms in forests: trends in development of a mycosilviculture. *Appl. Microbiol. Biotechnol.*, 89:971-979.
- Schachtman D. P., Reid R. J., Ayling S. M., 1998.** Phosphorus uptake by plants: from soil to cell. *Plant. Physiol.*, 116: 447-453.
- Schavartz C., Muller J-C., Decroux J., 2005.** Sous l'égide de la Comité français d'études et de développement de la fertilisation raisonnée (COMIFER). Guide de la fertilisation raisonnée. Eds. France agricole, Paris, 414 p.
- Schottelius J., Schmetz C., Kock N. P., Schüler T., Sobottka I., Fleischer B., 2000.** Presentation by scanning electron microscopy of the life cycle of microsporidia of the genus *Encephalitozoon*. *Microbes Infect.*, 2 :1401-1406.
- Schüssler A., Schwarzott D., Walker C., 2001.** A New Fungal Phylum, the Glomeromycota: Phylogeny and Evolution. *Mycol. Res.*, 105: 1413-1421.
- Sebastiana M., Pereira V. T., Alcântara A., Pais M. S., Silva A. B., 2013.** Ectomycorrhizal inoculation with *Pisolithus tinctorius* increases the performance of *Quercus suber* L. (cork oak) nursery and field seedlings. *New For.*, 13 p. (Article sous presse).
- Selosse M. A., Jacquot D., Bouchard D., Martin F., Le Tacon F., 1998.** Temporal persistence and spatial distribution of an American inoculant strain of the ectomycorrhizal basidiomycete *Laccaria bicolor* in a French forest plantation. *Mol. Ecol.*, 7: 561-573.
- Selosse M-A., Richard F., He X., Simard SW., 2006.** Mycorrhizal networks: des liaisons dangereuses? *Trends in Ecology and Evolution*, 21 : 621-628.

- Senn-Irlet B., 1997.** Reflections on the conservation of fungi in Switzerland. *Mycologia Helvetica*, 9 (2): 3-18.
- Senn-Irlet B., Egli S., Boujon C., K uchler H., K uffer N., Neukom H-P., Roth J-J., 2012.** Protéger et favoriser les champignons. Notice pour le praticien (49), Birmensdorf, Suisse, 12p.
- Shahin O., Paul N. M.-S., Rambal S., Joffre R., Richard F., 2013.** Ectomycorrhizal fungal diversity in *Quercus ilex* Mediterranean woodlands: variation among sites and over soil depth profiles in hyphal exploration types, species richness and community composition. *Symbiosis*, 12 p. (Article sous presse).
- Sharpies J. M., Meharg A. A., Chambers S. M. Cairney J. W. G., 2000.** The symbiotic solution to arsenic contamination. *Nature*, 404: 951-952.
- Shi Y., Benzie I. F. F., Buswell J. A., 2002.** Role of tyrosinase in the genoprotective effect of the edible mushroom, *Agaricus bisporus*. *Life Sci.*, 70: 1595-1608.
- Sicard M., Lamoureux Y., 2006.** Conna tre, cueillir et cuisiner les champignons sauvages du Québec. Ed. Fides, Québec, 365 p.
- Siddiqui Z. A., Pichtel J., 2008.** Mycorrhizae: an overview. In: Siddiqui Z. A., *et al.* (Eds.) *Mycorrhizae: Sustainable Agriculture and Forestry*, Chapter 1, Springer Science + Business Media B.V., pp. 1-35.
- Sitta N., Floriani M., 2008.** Nationalization and Globalization Trends in the Wild Mushroom Commerce of Italy with Emphasis on Porcini (*Boletus edulis* and Allied Species). *Econ. Bot.*, 62(3): 307-322.
- Skwarzec B., Jakusik A., 2003.**²¹⁰Po bioaccumulation by mushrooms from Poland. *J. Environ. Monit.*, 5: 791-794.
- Smith J. E., Molina R., Huso M. P., Luoma D. L., McKay D., Castellano M. A., Lebel T., Valachovic Y., 2002.** Species richness, abundance, and composition of hypogeous and epigeous ectomycorrhizal fungal sporocarps in young, rotation-age, and old-growth stands of Douglas-fir (*Pseudotsuga menziesii*) in the Cascade Range of Oregon, USA. *Can. J. Bot.*, 80:186-204.
- Smith M. E., Bonito G. M., 2012.** Systematics and Ecology of Edible Ectomycorrhizal Mushrooms. In: Zambonelli A., Bonito G.M. (Eds.), *Edible Ectomycorrhizal Mushrooms*, Soil Biology 34, Springer-Verlag Berlin Heidelberg, pp. 17-39.
- Smith M. E., Henkel T. W., Uehling J. K., Fremier A. K., Clarke H. D., Vilgalys R., 2013.** The Ectomycorrhizal Fungal Community in a Neotropical Forest Dominated by the Endemic Dipterocarp *Pakaraimaea dipterocarpacea*. *Plos one*, 8 (1), 13 p. (Article sous presse)
- Smith S. E., Read D. J., 1997.** *Mycorrhizal symbiosis*. Academic Press, Cambridge, 605 p.
- Smith S. E., Read D. J., 2008.** *Mycorrhizal Symbiosis*, «Third Edition». Academic Press: Amsterdam, The Netherlands and Boston, USA., 800 p.
- Smith S. E., Christophersen H. M., Pope S., Smith F. A., 2010.** Arsenic uptake and toxicity in plants: integrating mycorrhizal influences. *Plant Soil*, 327: 1-21.
- Sokolovski S. G., Meharg A. A., Maathuis F. J. M., 2002.** *Calluna vulgaris* root cells show increased capacity for amino acid uptake when colonized with the mycorrhizal fungus *Hymenoscyphus ericae*. *New Phytol.*, 155: 525-530.
- Solomko E. F., Panchenko L. P., Sil'chenkova R. K., 1984.** Lipid content and fatty acid composition of an edible higher fungus, the oyster mushroom *Pleurotus ostreatus* (Fr.) Kummer. *Applied Biochemistry and Microbiology*, 20 (2): 224-229.
- Straatsma G., Ayer F., Egli S., 2001.** Species richness, abundance and phenology of fungal fruit bodies over 21 years in a Swiss forest plot. *Mycol. Res.*, 105 (5): 515-523.
- Straatsma G., Krisai-Greilhuber I., 2003.** Assemblage structure, species richness, abundance, and distribution of fungal fruit bodies in a 7 yr plot-based survey near Vienna. *Mycol. Res.*, 107 (5) : 632-640.
- Strandberg M., 2004.** Long-term trends in the uptake of radiocesium in *Rozites caperatus*. *Sci. Total. Environ.*, 327: 315-321.

- Strullu D. G., 1991.** Les mycorhizes des arbres et des plantes cultivées. Eds. TEC et DOC, Lavoisier, Paris, 242 p.
- Suz L. M., Azul A. M., Morris M. H., Bledsoe C. S., Martín M. P., 2008.** Morphotyping and Molecular Methods to Characterize Ectomycorrhizal Roots and Hyphae in Soil. *In: Nautiyal C.S. Dion P. (Eds.) Molecular Mechanisms of Plant and Microbe Coexistence, Soil Biology, 15: 437- 474.*
- Tagu D., Lapeyrie F., Martin F., 2002.** The ectomycorrhizal symbiosis: genetics and development. *Plant Soil, 244: 97-105.*
- Taiana R-D., 2011.** Systematics and Ecology of Tropical Ectomycorrhizal Fungi Using Molecular Approaches. *In: Rai M., Varma A. (Eds.), Diversity and Biotechnology of Ectomycorrhizae, Soil Biology 25, Springer-Verlag Berlin Heidelberg, pp. 67-85.*
- Taira Y., Hayashidai N., Brahmanandhan G. M., Nagayama Y., Yamashita S., Takahashi J., Gutenitc A., Kazlovsky A., Urazalin M., Takamura N., 2011.** Current concentration of artificial radionuclides and estimated radiation doses from ¹³⁷Cs around the Chernobyl nuclear power plant, the Semipalatinsk nuclear testing site, and in Nagasaki. *J. Radiat. Res., 52: 88-95.*
- Takaku T., Kimura Y., Okuda H., 2001.** Isolation of an antitumor compound from *Agaricus blazei* Murrill and its mechanisms of action. *J. Nutr., 5: 1409-1413.*
- Tan Z. M., Danell E., Shen A. R., Fu S. C., 2008.** Successful cultivation of *Lactarius hatsutake*-an evaluation with molecular methods. *Acta Edulis. Fungi, 15 (3):85-88.*
- Taylor A. F. S., Alexander I., 2005.** The ectomycorrhizal symbiosis: life in the real world. *Mycologist, 19: 102-112.*
- Taylor D. L., Bruns T. D., 1997.** Independent, specialized invasions of ectomycorrhizal mutualism by two non-photosynthetic orchids ». *In: USA, Proceedings of National Academic Sciences, 94: 4510-4515.*
- Taylor D. L., Bruns T. D., Leake J. R., Read D. J., 2002.** Mycorrhizal specificity and function in myco-heterotrophic plants. *In: Van Der Heijden M. G. A., Sanders I. R. (Eds.), The ecology of mycorrhizas, Berlin Springer-Verlag, 157: 375-414.*
- Taylor J.W., Jacobson D. J., Kroken S., Kasuga T., Geiser D. M., Hibbet D. S., Fisher M. C., 2000.** Phylogenetic species recognition and species concept in fungi. *Fungal Genetics and Biology, 31: 21-32.*
- Tedersoo L., May T. W., Smith M. E., 2010.** Ectomycorrhizal lifestyle in fungi: global diversity, distribution, and evolution of phylogenetic lineages. *Mycorrhiza, 20: 217-263.*
- Teixeira da Silva J. A., 2013.** Orchids: advances in Tissue Culture, Genetics, Phytochemistry and Transgenic Biotechnology. *Floriculture Ornamental Biotech., 7 (1): 1-52.*
- Terras M., Labani A. E., Benabdeli Kh., Adda-Hanifi N., 2008.** Dynamique phytoécologique du Thuya de Berbérie face à l'incendie. *Forêt méditerranéenne, XXIX, 1 : 33-40.*
- Terras M., 2011.** Typologie, cartographie des stations forestières et modélisations des peuplements forestiers. Cas des massifs forestiers de la wilaya de Saida (Algérie).Thèse De Doctorat, Univ. Aboubekr Belkaïd, Tlemcen, 386 p.
- Thaung M. M., 2007.** A preliminary survey of macromycetes in Burma. *Australasian Mycologist, 26 (1): 16-36.*
- Theodorou C., Bowen G. D., 1970.** Mycorrhizal response of *Radiata pine* in experiments with different fungi. *Aust. For., 34: 183-191.*
- Theodorou C., 1978.** Soil moisture and the mycorrhizal association of *Pinus radiata* D. *Soil Biol. Biochem., 10: 33-37.*
- Thoen D., Bâ A. M., 1989.** Ectomycorrhizas and putative ectomycorrhizal fungi of *Afzelia africana* Sm. and *Uapaca guineensis* Müll.Arg. insouthern Senegal. *New Phytol., 113: 549-559.*
- Thygesen K., Larsen J., Bødker L., 2004.** Arbuscular mycorrhizal fungi reduce development of pea root-rot caused by *Aphanomyces euteiches* using oospores as pathogen inoculum. *Eur. J. Plant Patho., 110: 411-419.*

- Tóth B. B., Barta Z., 2010.** Ecological studies of ectomycorrhizal fungi: an analysis of survey methods. *Fungal Diversity*, 45:3-19.
- Trabaud L., Methy M., 1994.** Stress thermique des feuilles et aire de répartition de (*Quercus ilex* L). *Ecol. Medit.*, XX, (1/2): 77-85.
- Trappe J-M., 1962.** Fungus associates of ectotrophic mycorrhiza. *Bot. Rev.*, 28: 538-606.
- Trappe J., 1977.** Selection of fungi for ectomycorrhizal inoculation in nurseries. *Annu. Rev. Phytopathol.*, 15: 203-222.
- Trocha L. K., Kalucka I., Stasińska M., Nowak W., Dabert M., Leski T., Rudawska M., Oleksyn J., 2012.** Ectomycorrhizal fungal communities of native and non-native *Pinus* and *Quercus* species in a common garden of 35-year-old trees. *Mycorrhiza*, 22: 121-134.
- Trouvelot A., Kough J. L., Gianinazzi-Pearson V., 1986.** Mesure du taux de mycorhization VA d'un système racinaire. Recherche de méthodes d'estimation ayant une signification fonctionnelle. *In: Gianinazzi-Pearson V., Gianinazzi S., (Eds.) Les Mycorhizes: physiologie et génétique, 1^{er} SEM, INRA, Paris, pp. 217-221.*
- Tsvetnova O. B., Shcheglov A. I., 1994.** ¹³⁷Cs content in the mushrooms of radioactive contaminated zones of the European part of the CIS. *Sci. Total. Environ.*, 55:25-29.
- Turjaman M., Tamai Y., Segah H., Limin S. H., Cha J. Y., Osaki M., Tawaraya K., 2005.** Inoculation with the ectomycorrhizal fungi *Pisolithus arhizus* and *Scleroderma* sp. improves early growth of *Shorea pinanga* nursery seedlings. *New For.*, 30:67-73.
- Tyler G., 1989.** Edaphical distribution patterns of macrofungal species in deciduous forest of south Sweden. *Acta oecol., Oecol. gen.*, 10 (3): 309-326.
- Uva P., 2000.** Relations phylogénétiques chez les termites du genre *Reticulitermes* en Europe. Description d'une nouvelle espèce. Thèse Doctorat. Université François Rabelais, Tours, France, 62 p.
- Vaario L-M., Pennanen T., Sarjala T., Savonen E-M., Heinonsalo J., 2010.** Ectomycorrhization of *Tricholoma matsutake* and two major conifers in Finland-an assessment of *in vitro* mycorrhiza formation. *Mycorrhiza*, 20: 511-518.
- Vaartamaa K., Solatie D., Aro L., 2009.** Distribution of ²¹⁰Pb and boreal forest ecosystems ²¹⁰Po concentrations in wild berries and mushrooms. *Sci. Total. Environ.*, 408: 84-91.
- Vetter J., 1994.** Phosphorus content of edible wild mushrooms of Hungary. *Acta Alimentaria*, 233(3): 331-336.
- Vetter J., 1999.** Vanadium content of some common edible, wild mushroom species. *Acta Alimentaria*, 28 (1): 39-48.
- Vetter J., 2003.** Data on sodium content of common edible mushrooms. *Food Chem.*, 81: 589-593.
- Viala A., Botta A., 2005.** Toxicologie. 2^{ème} éd. Eds. TEC et DOC, Lavoisier, Paris, 1094 p.
- Villar-Salvador P., Castro-Diez P., Pérez-Rontomé C., Montserrat-Marti G., 1997.** Stem xylem features in three *Quercus* (*Fagaceae*) species along a climatic gradient in NE Spain. *Trees*, 12: 90-96.
- Vust M., Arx B. V., 2006.** Les lichens terricoles du canton de Genève. Inventaire, liste rouge et mesures de conservation. Domaine nature et paysage, Version 1.1, Genève, Siusse, 26 p.
- Wang B., Qiu Y-L., 2006.** Phylogenetic distribution and evolution of mycorrhizas in land plants. *Mycorrhiza*, 16: 299-363.
- Wang Y., Cummings N., Guerin-Laguette A., 2012.** Cultivation of Basidiomycete Edible Ectomycorrhizal Mushrooms: *Tricholoma*, *Lactarius*, and *Rhizopogon*. *In: Zambonelli A., Bonito G.M. (Eds.), Edible Ectomycorrhizal Mushrooms, Soil Biology 34, Springer-Verlag Berlin Heidelberg, pp. 281-304.*
- Wang Y., Ding, G.-J., 2013.** Influence of ectomycorrhiza on nutrient absorption of *Pinus massoniana* seedlings under water stress. *For. Res.*, 26: 227-233.
- Warren J. M., Brooks J. R., Meinze F. C., Eberhart J. L., 2008.** Hydraulic redistribution of water from *Pinus ponderosa* trees to seedlings: evidence for an ectomycorrhizal pathway. *New Phytol.*, 178: 382-394.

- Wasser S. P., Weis A. L., 1999.** Medicinal properties of substances occurring in higher Basidiomycetes mushrooms: current perspectives. *Int. J. Med. Mushrooms*, 1: 31-62.
- Wasser S. P., 2002.** Medicinal mushrooms, as a source of antitumor and immunomodulating polysaccharides. *Appl. Microbiol. Biotechnol.*, 60: 256-274.
- Wasser S. P., 2010.** Medicinal mushroom science: history, current status, future trends, and unsolved problems. *Int. J. Med. Mushrooms*, 12: 1-16.
- Watanabe F., Schwarz J., Takenaka S., Miyamoto E., Ohishi N., Nelle E., Hochstrasser R., Yabuta Y., 2012.** Characterization of vitamin B12 compounds in the wild edible mushrooms Black Trumpet (*Craterellus cornucopioides*) and Golden Chanterelle (*Cantharellus cibarius*). *J. Nutr. Sci. Vitaminol*, 58: 438-441.
- Waterman R., Bidartondo M., 2008.** Deception above, deception below: linking pollination and mycorrhizal biology of orchids. *J. Exp. Bot.*, 59: 1085-1099.
- Whittaker R. H., 1969.** New concepts of kingdoms or organisms. Evolutionary relations are better represented by new classifications than by the traditional two kingdoms. *Science*, 163: 150-60.
- Wilkins W. H., Harris G. C., 1946.** The ecology of the larger fungi. V. An investigation into the influence of rainfall and temperature on the seasonal production of fungi in a beechwood and a pinewood. *Ann. Appl. Biol.*, 33: 179-188.
- Wong I. L. G., Thornber K., Baker N., 2001.** Resource assessment of non-wood forest products. Experience and biometric principles. *Non-wood forest products 13*, FAO, Rome, 109 p.
- Wubet T., Kottke I., Teketay D., Oberwinkler F., 2003.** Mycorrhizal status of indigenous trees in dry Afromontane forests of Ethiopia. *Forest Ecol. Manag.*, 179: 387-399.
- Yacine A., Lumaret R., 1988.** Distribution spatiale des géotypes dans une population de chêne vert (*Quercus ilex* L.), flux génique et régime de reproduction. *Génét.Sél.Evol.*, 20 (2) : 181-189.
- Yamada A., Ogura T., Ohmasa M., 2001.** Cultivation of mushrooms of edible ectomycorrhizal fungi associated with *Pinus densiflora* by *in vitro* mycorrhizal synthesis. II. Morphology of mycorrhizas in open-pot soil. *Mycorrhiza*, 11: 67-81.
- Yamanaka K., Namba K., Tajiri A., 2000.** Fruit body formation of *Boletus reticulatus* in pure culture. *Mycoscience*, 41: 189-191.
- Yamni Kh., Outcoumit A., Dohou N., Ouazzani Touhami A., Douira A., 2004.** Etude de quelques Basidiomycètes comestibles du platane de la ville de Kénitra (Maroc). *Bulletin de l'Institut Scientifique, Rabat, section Sciences de la Vie*, 26-27 : 19-23.
- Yemadje R. G., 2004.** Contribution à la gestion durable des forêts au Bénin: biodiversité des endomycorhizes d'*isoberlinia doka* (Craib & Stapf) dans différentes formations végétales de la forêt classée de Wari-Marou (Nord Bénin). *Mém. Ing. Agron., Univ. Abomey Calavi, Bénin*, 103 p.
- Yildiz A., Yesil Ö. F., Yavuz Ö., Karaklapan M., 2005.** Organic elements and protein in some macrofungi in south east Anatolia in Turkey. *Food Chem.*, 89: 605-609.
- Yorou S. N., De Kesel A., 2001.** Indigenous ethnomycological knowledge of the Nagot people from the centre of Benin (West Africa). *Syst. Geogr. Plants*, 71(2): 627-637.
- Zambonelli A., Iotti M., Piattoni F., 2008.** Problems and perspectives in the production of Tuber infected plants. *In: Buswell J. A., Lelley J. I. (Eds.) Six Int.Conf. on mushroom biology and mushroom products, GAMU, Bonn*, pp. 263-271.
- Zambonelli A., Iotti M., Boutahir S., Lancellotti E., Perini C., Pacioni G., 2012.** Ectomycorrhizal Fungal Communities of Edible Ectomycorrhizal Mushrooms. *In: Zambonelli A., Bonito G.M. (Eds.) Edible Ectomycorrhizal Mushrooms, Soil Biology 34, Springer-Verlag Berlin Heidelberg*, pp. 105-124.
- Zaremski A., Fouquet D., Louppe D., 2009.** Les termites dans le mode. Guide pratique. Eds. Quae, Versailles, France, 93 p.
- Zavala M.A., Espelta J.M., Lloret F., 2000.** Constraints and trade-offs in Mediterranean plant communities: The case of holm oak- Aleppo pine forests. *Bot. Rev.*, 66: 119-149.

- Zemoura AEK., 2005.** Etude comparative de quelques méthodes de dosage du phosphore assimilable des sols calcaires en région semi-aride. Mém. Magister, Univ. El Hadj Lakhdar, Batna, 135 p.
- Zemri R., 2013.** Mycorhization en conditions contrôlées du chêne vert (*Quercus ilex* L.) par la truffe noire (*Tuber melanosporum* Vitt.). Mém. Magister, Univ. Oran, 87 p.
- Zeraia L., 1978.** La forêt Algérienne, Approche socio-écologique. Bull. publié par l'Union des Ingénieurs Algériens, El Hindessa, (2) : 48-61.
- Zeramdingi N., 2009.** Étude du polymorphisme intra- et inter-spécifique du gène β -tubuline chez des espèces de champignons mycorhiziens à arbuscules en vue de développer des marqueurs moléculaires. Mém. pour l'obtention du grade de M. Sc., Univ. Montréal, Canada, 101 p.
- Zhou Z., Miwa M., Hogetsu T., 1999.** Analysis of genetic structure of a *Suillus grevillei* population in a *Larix kaempferi* stand by polymorphism of inter-simple sequence repeat (ISSR). New Phytol., 144: 55-63.
- Zhou Z., Miwa M., Hogetsu T., 2000.** Genet distribution of ectomycorrhizal fungus *Suillus grevillei* populations in two *Larix kaempferi* stands over two years. J. Plant Res., 113: 365-374.
- Zhou Z., Miwa M., Matsuda Y., Hogetsu T., 2001.** Spatial distribution of the subterranean mycelia and ectomycorrhizae of *Suillus grevillei* genets. J. Plant Res., 114: 179-185.
- Zhu H., Higginbotham K. O., Dancik B. P., 1988.** Intraspecific genetic variability of isozymes in the ectomycorrhizal fungus *Suillus tomentosus*. Can. J. Bot., 66: 588-594.
- Zitouni F. El-H., 2010.** Etude des associations mycorhiziennes entre quatre espèces de terfez et diverses plantes Cistacées et ligneuses en conditions contrôlées. Mém. Magister, Univ. Oran, 264 p.
- Zitouni W., 2009.** Croissance et productivité d'un taillis de chêne vert à la lisière de la pinède Ain Mimoun - Massif d'Ouled yagoub. Mém. Magister, Univ. El Hadj Lakhdar, Batna, 48 p.
- Zuena-Deblevid G., Aillaud G. J., 2001.** Tournée en Sardaigne : de l'Association Forêt Méditerranéenne du 31 mai au 5 juin 2000. Forêt méditerranéenne, XXII, 2 : 161-173.

Références en arabe

- لحسن محمد، 2011. تاريخ اقليم عمي موسى القرنان 19 و 20 م. دار أم الكتاب للنشر و التوزيع، مستغانم، 190 ص.
- لحسن محمد، 2012. عين طارق من قبل التاريخ..... الى الاستقلال، تاريخ مختصر (الشكالة - مكناسة - ماريوة). دار أم الكتاب للنشر و التوزيع، مستغانم، 184 ص.

Biblio-net

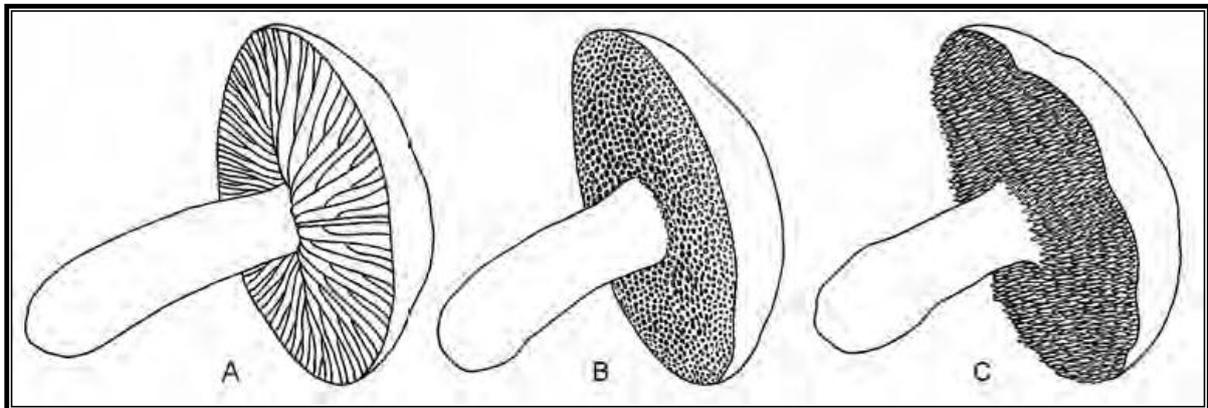
- **Anonyme 1:** http://www.picstopin.com/400/zygote-fungi/http:%7C%7Cwww*ontariowildflower*com%7Cimages%7Cfungi_lemondrops*.jpg/
- **Anonyme 2:** http://cgdc3.igmors.u-psud.fr/microbiologie/partie1/chap3_03_chytrids.htm
- **Anonyme 3 :** <http://www.mycolog.com/chapter2b.htm>
- **Anonyme 4 :** <http://www.musee-du-champignon.com/visite.php>
- **Anonyme 5, 2010:**
http://www.google.fr/url?sa=t&rct=j&q=&esrc=s&source=web&cd=4&cad=rja&ved=0CEAQFjAD&url=http%3A%2F%2Fgfol1.smhv.net%2Fdownload%2Fles_champignons_toxiques_ws4505496.pdf&ei=tBeNUvzPHrDB7AbKtoDYDw&usg=AFQjCNFqyuAMACYPHRmq10SFo512byrjUA&bvm=bv.56643336,d.bGE pdf.
- **Anonyme 6:** www.telabotanica.org
- **Anonyme 7:** http://en.wikipedia.org/wiki/Ain_Tarik
- **Anonyme 8 :** <http://www.toucharger.com/telecharger/windows/clefs-de-determination/7283.htm>

Annexes

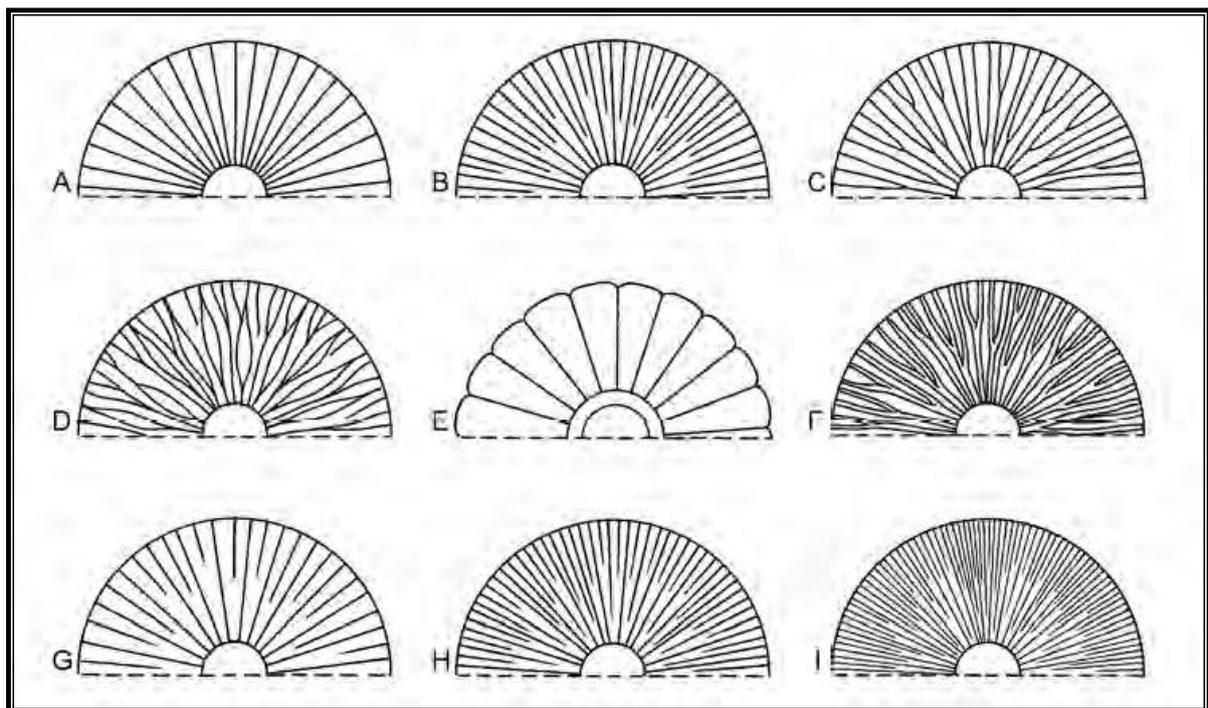


▪ **Annexe 1 : Clés d'identification des champignons (Eyi Ndong *et al.*, 2011).**

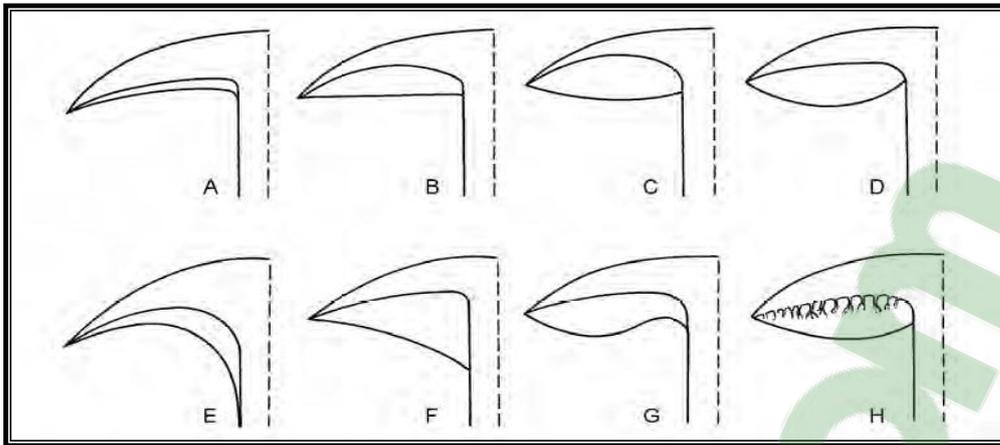
1. Hyménophores



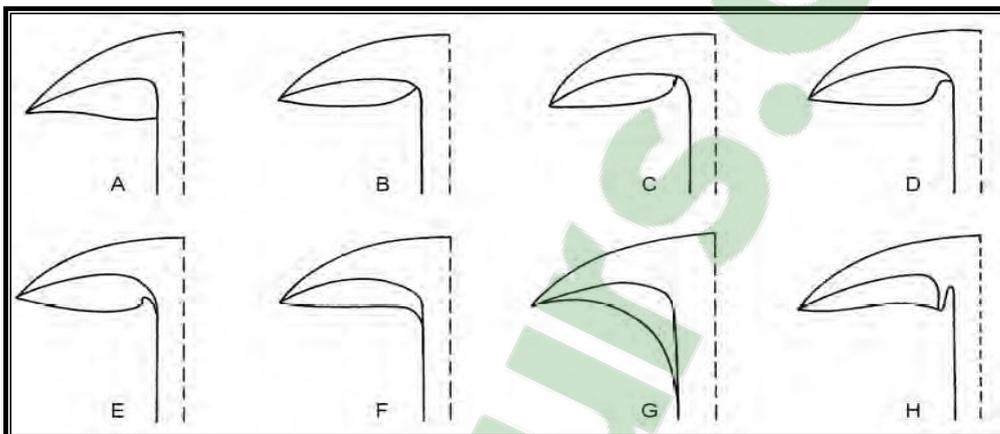
Type d'hyménophore. A : lamellé ; B : tubulé ; C : Aiguillons.



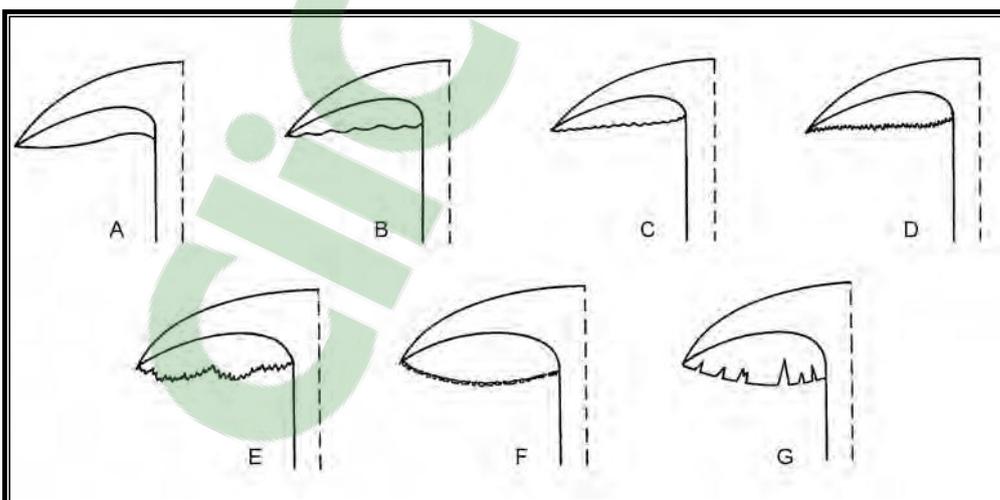
Organisation d'un hyménophore lamellé. A : Lamelles simples ; B : Lamelles inégales (lamelles et lamellules) ; C : Lamelles fourchues ; D : Lamelles anastomosées ; E : Lamelles collariées ; F : Plis (*Cantharellus*) ; G : Lamelles espacées ; H : Lamelles serrées ; I : Lamelles très serrées.



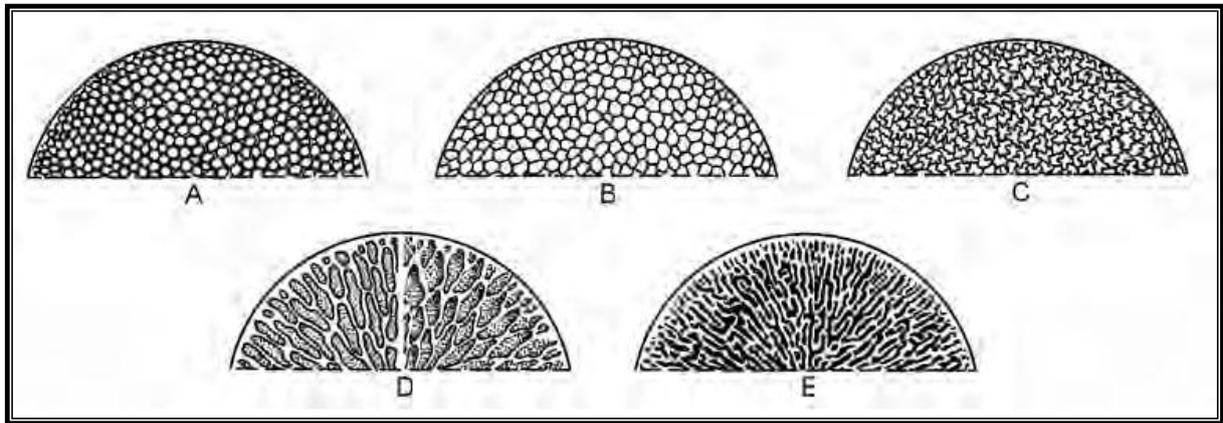
Profil des lamelles. A : Etroit ; B : Horizontal ; C : Subventru ; D : Ventru.
E : Arqué ; F : Triangulaire ; G : Sinué ; H : Veiné.



Insertion des lamelles. A : Adné ; B : Sublibre ; C : Libre ; D : Emarginé.
E : Emarginé et décurrent par une dent ; F : Adné et décurrent par une dent ;
G : Décurrent ; H : Collarié.

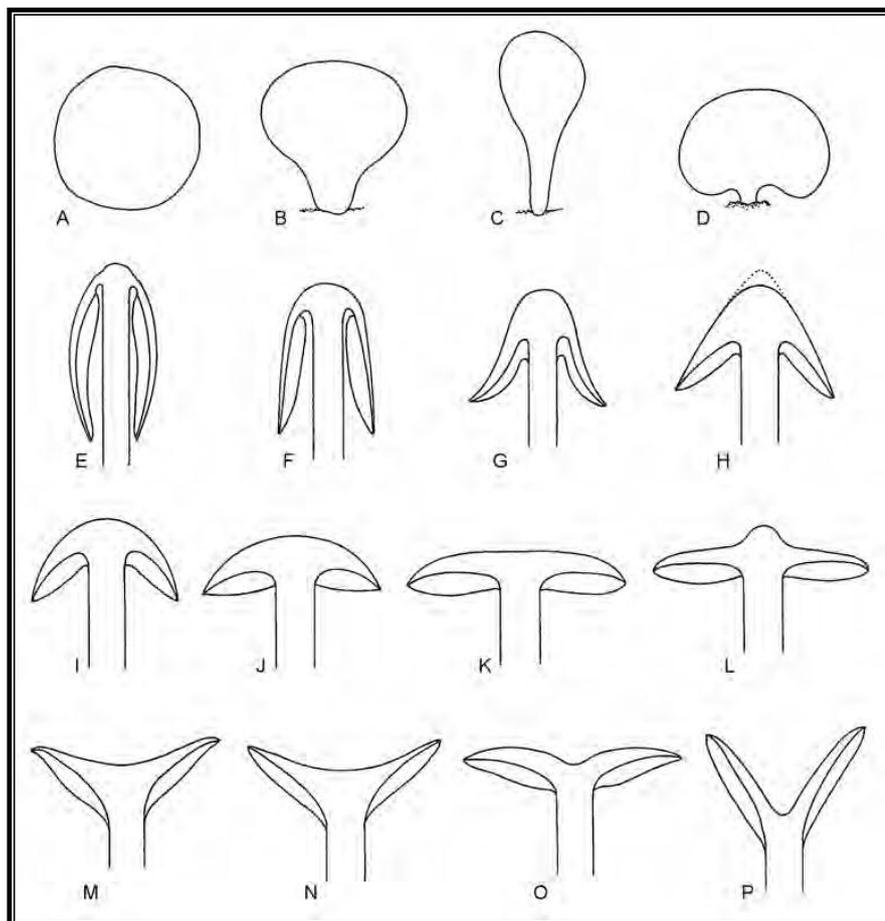


Arête des lamelles. A : Lisse ; B : Ondulé ; C : Crénelé ; D : Incisé ; E : Erodé ;
F : Coloré ; G : Lacinié.

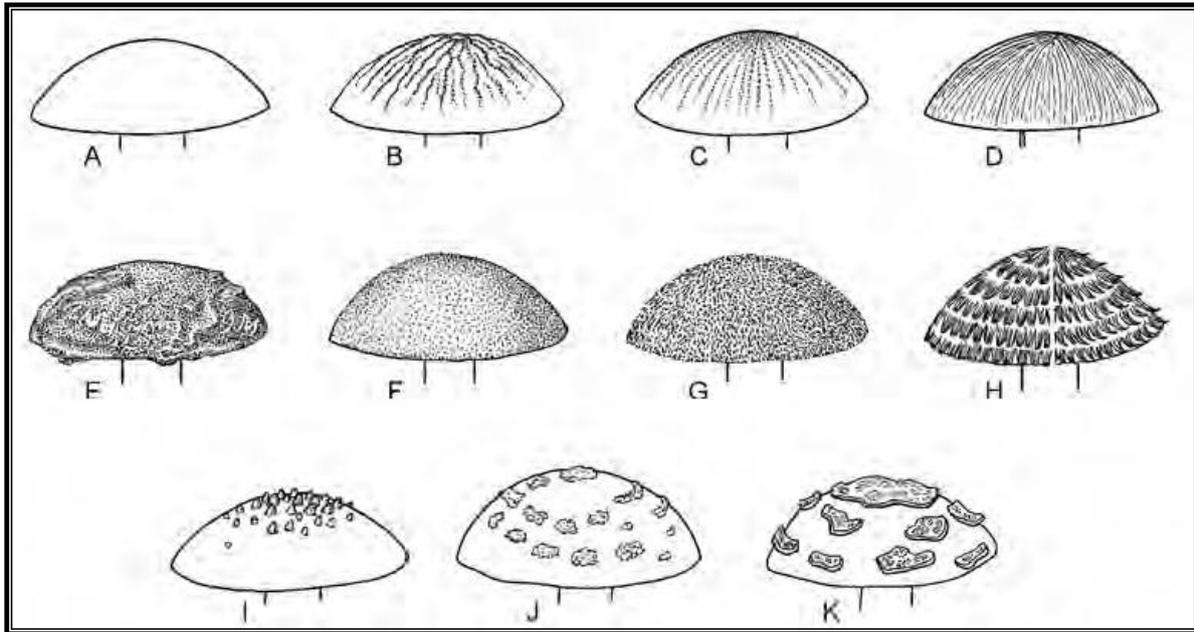


Organisation d'un hyménophore tubulé. A : Pores ronds ; B : Pores anguleux ; C : Pores irréguliers ; D : Pores anguleux allongés ; E : Pores labyrinthiformes.

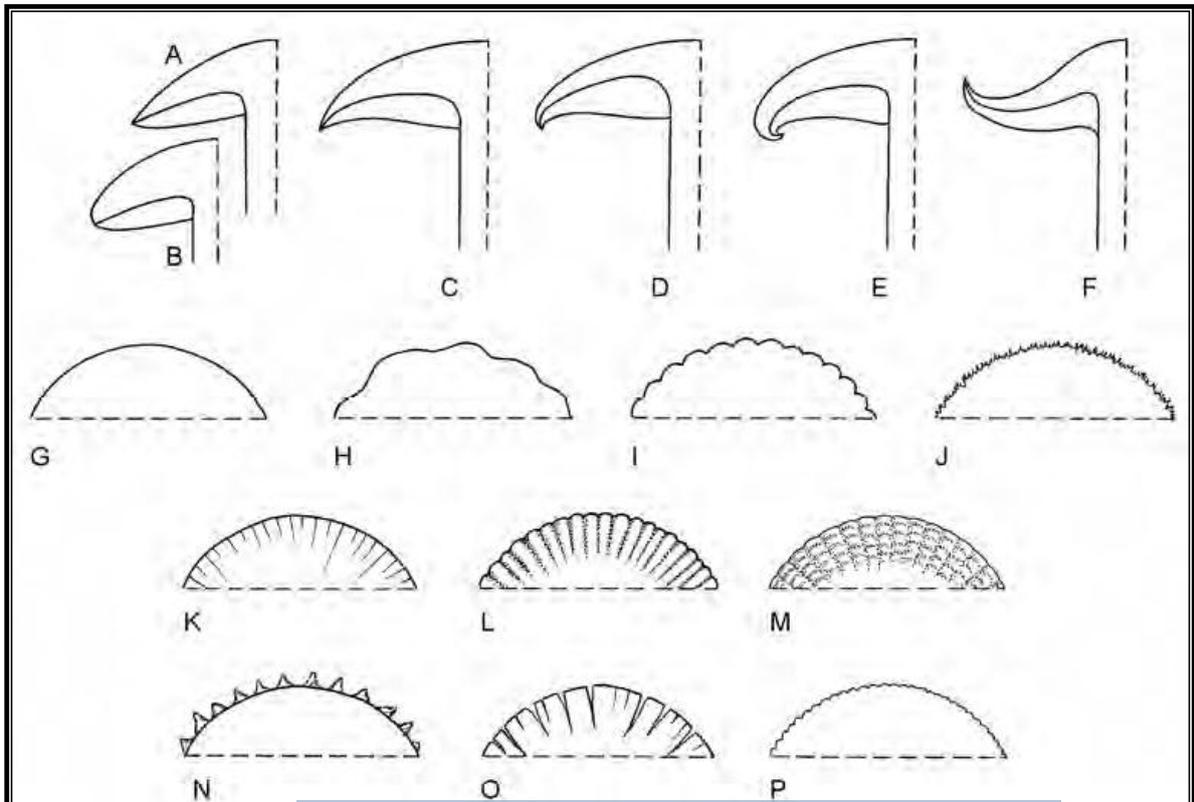
2. Caractéristiques du chapeau



Forme du chapeau. A : Circulaire ; B : Flabelliforme ; C : Spatuliforme ; D : Réniforme. E : Subglobuleux ; F : Parabolique ; G : Campanulé ; H : Conique ; I : Hémisphérique. J : Convexe ; K : Plan ; L : Umboné ; M : Déprimé ; N : Concave ; O : Ombiliqué ; P : Infundibuliforme.

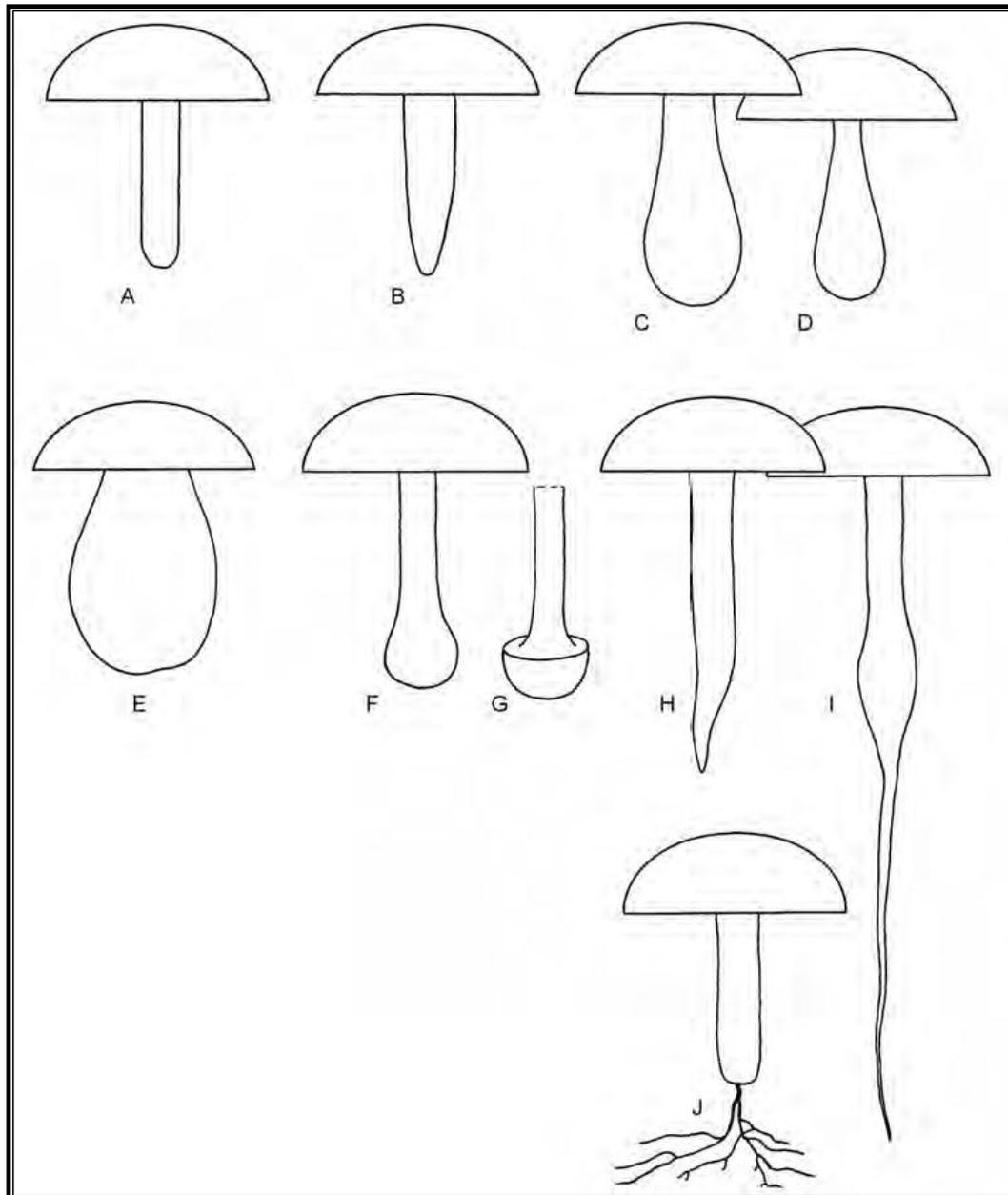


Revêtement et topographie du chapeau. A : Uniforme ; B : Veiné ; C : Rimeux ; D : Fibrilleux ; E : Mucilagineux ; F : Velouté ; G : Hérissé ; H : Squamuleux ; I et J : Floconneux ; K : Ecailleux.

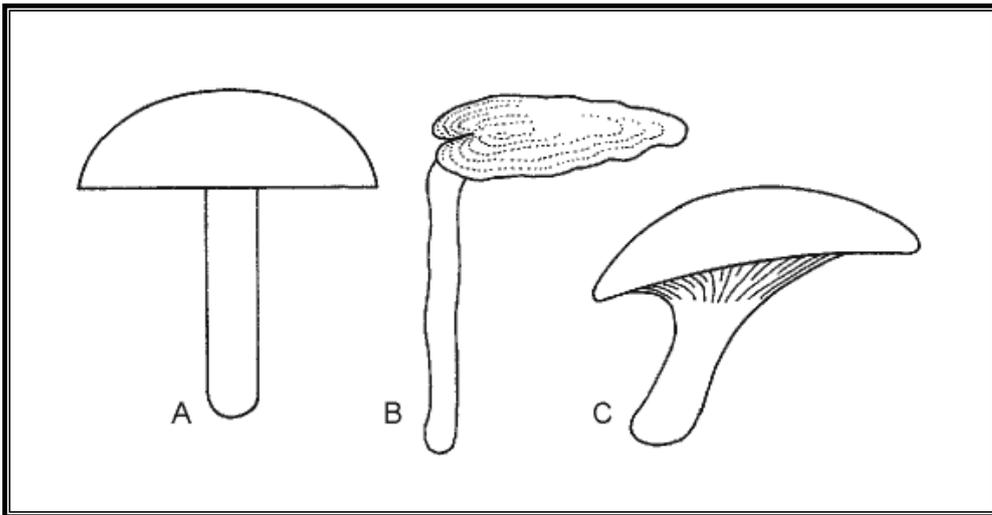


Marge du chapeau. A : Droit aigu ; B : Droit obtus ; C : Infléchi ; D : Incurvé ; E : Enroulé ; F : Révoluté ; G : Uniforme ; H : Ondulé ; I : Lobé ; J : Serrulé ; K : Strié ; L : Crénelé ; M : Pectiné ; N : Appendiculé ; O : Fissuré ; P : Crénulé.

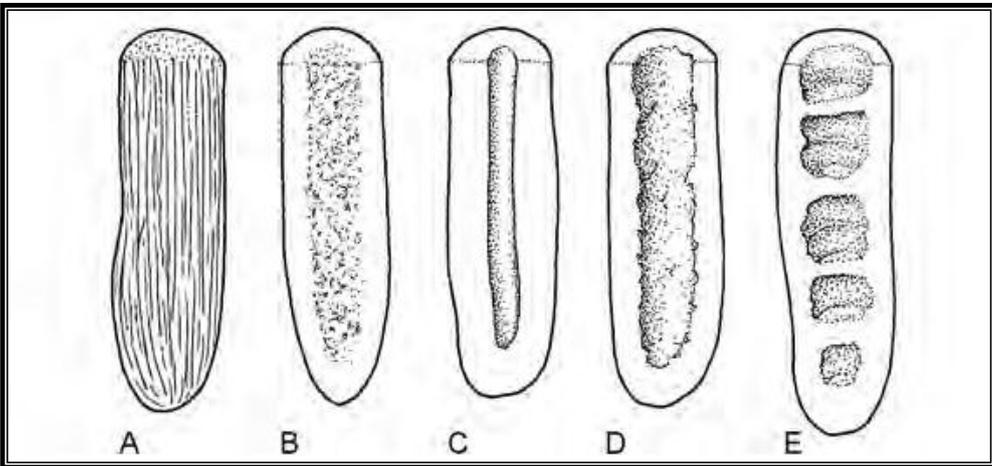
3. Caractéristiques du pied



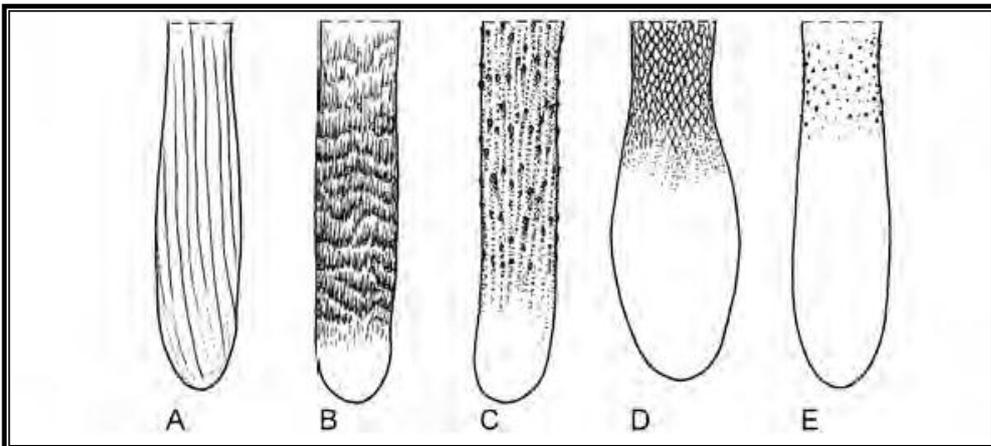
Forme du pied et raccord au substrat. A : Cylindrique ; B : Atténué vers le bas ; C : Claviforme ; D : Subclavé ; E : Ventru ; F : Bulbeux ; G : Bulbeux marginé ; H : Radicant ; I : Pseudorhize ; J : Rhizomorphes.



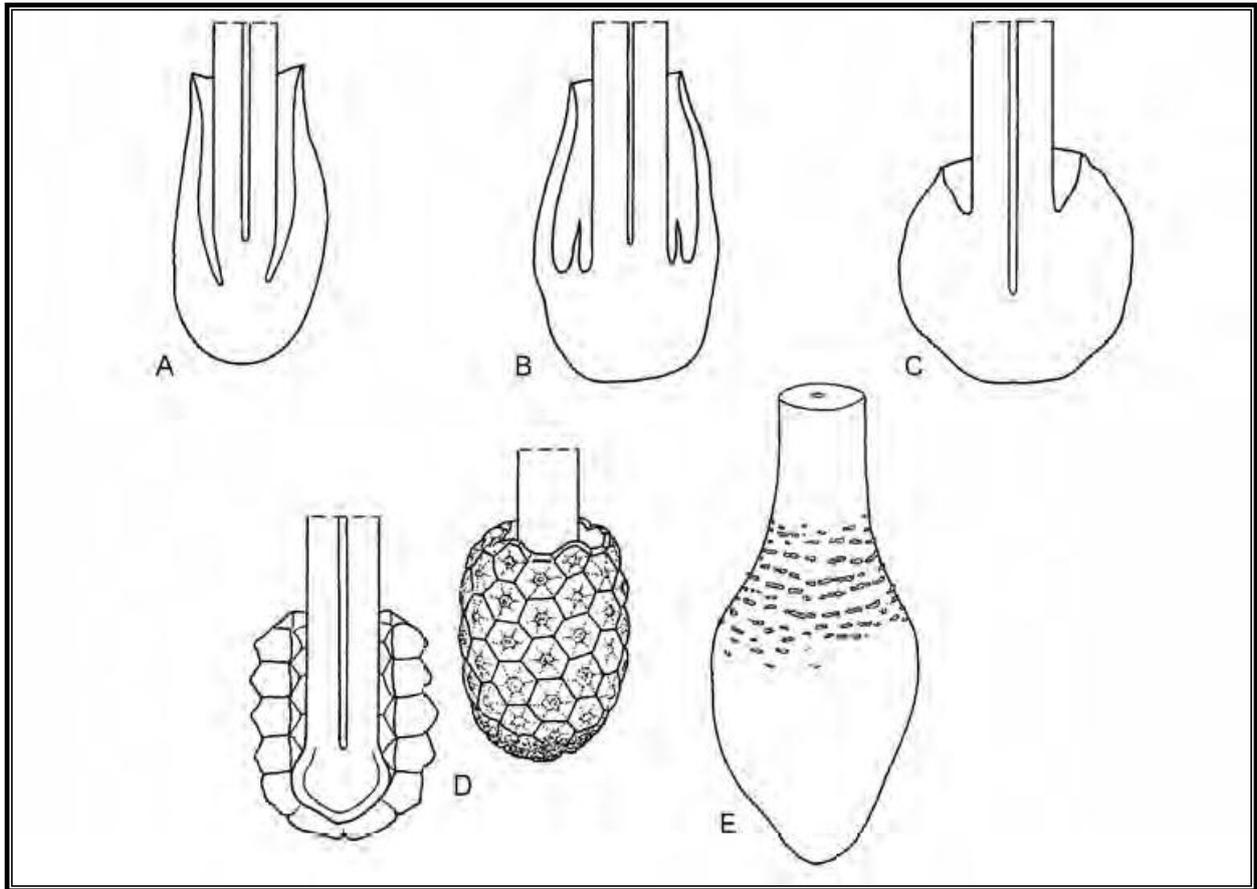
Attachement du pied au chapeau. A : Central ; B : Latéral ; C : Excentrique



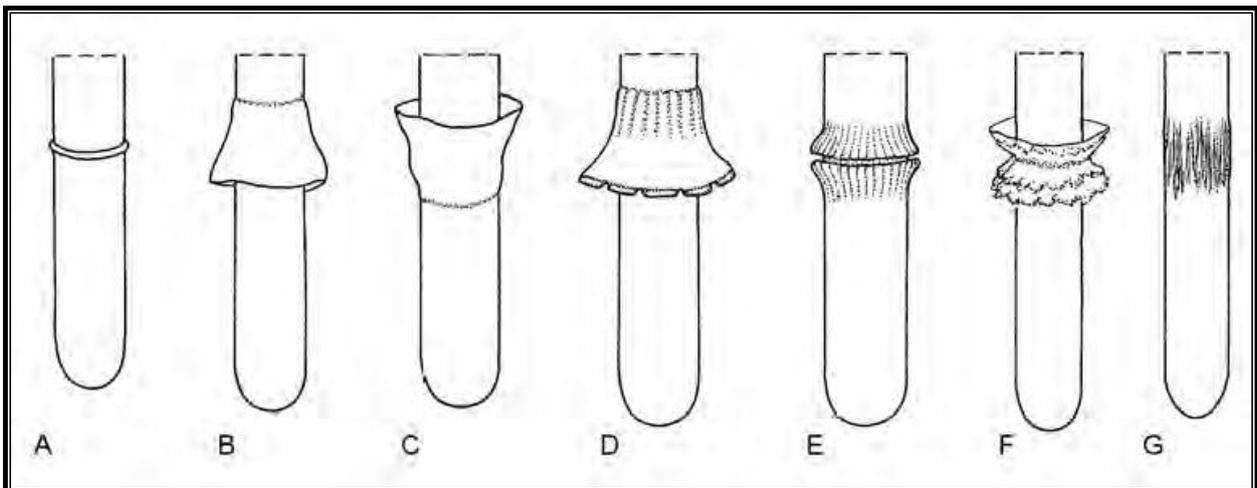
Structure interne du pied. A : Plein ; B : Farci ; C : Fistuleux ; D : Creux ; E : Caverneux.



Revêtement du pied. A : Fibrilleux ; B : Chiné ; C : Squarreuse ; D : Réticulé ; E : Pustuleux.



Restes du voile universel à la base du pied. A : Volve en sac ; B : Volve en sac ; C : Volve circumsessile ; D : Volve strobilacée ; E : Volve floconneuse.



Restes du voile partiel. A : Anneau membraneux ; B : Anneau simple d'origine supère ; C : Anneau simple d'origine infère ; D : Anneau simple en roue dentée ; E : Anneau double ; F : Anneau mobile ; G : Cortine.

▪ **Annexe 2 : Les partenaires impliquant dans la symbiose ectomycorhizienne.**

- Familles des plantes vasculaires et les espèces aptes à établir la symbiose ectomycorhizienne
(Brundrett, 2009 modifié *in* Pickford, 2010).

Famille	Nombre de genre	Nombre d'espèces
<i>Gnetaceae</i>	1	35
<i>Pinaceae</i>	11	250
<i>Cyperaceae</i>	1	132
<i>Asteropeiceae</i>	1	8
<i>Nyctagonaceae</i>	3	5
<i>Polygonaceae</i>	2	29
<i>Myrtaceae</i>	10	1800
<i>Fabaceae</i>	35	1100
<i>Betulaceae</i>	6	130
<i>Casuarinaceae</i>	2	80
<i>Fagaceae</i>	8	750
<i>Junglandaceae</i>	2	32
<i>Nothofagaceae</i>	1	35
<i>Phyllanthaceae</i>	-	105
<i>Salicaceae</i>	2	385
<i>Rhamnaceae</i>	4	130
<i>Rosaceae</i>	3	29
<i>Cistaceae</i>	8	180
<i>Dipterocarpaceae</i>	17	500
<i>Sarcolaenaceae</i>	8	60
<i>Tiliaceae</i>	1	22
<i>Meliaceae</i>	1	5
<i>Ericaceae</i>	17	130
<i>Sapotaceae</i>	1	80

- Principaux classes, familles et genres de champignons ectomycorhiziens et (ou) ectendomycorhiziens (Bâ *et al.*, 2011).

Classes / Familles	Genres	Habitat Hypogé (H) ou Epigé (E)
Ascomycètes		
Ascobolaceae	<i>Sphaerosoma</i>	H
Balsamiaceae	<i>Balsamia, Picoa</i>	H
Elaphomycetaceae	<i>Cenococcum, Elaphomyces</i>	H
Geneaceae	<i>Genea, Geneaba</i>	H
Geoglossaceae	<i>Geoglossum, Leotia, Trichoglossum</i>	E
Helvellaceae	<i>Gyromitra, Helvella, Barssia, Fischerula, Gymnohydnotrya, Hydnotrya, Mycoclelandia</i>	E H
Pezizaceae	<i>Aleuria, Peziza, Phillipsia, Pulvinia, Sarcosphaera, Amylascus, Hydnotryopsis, Muciturbo, Pachyphloeus, Mycoclelandia.</i>	E H
Pyronemataceae	<i>Geopora, Humaria, Jafneadelphus, Lamprospora, Sphaerosporella, Trichophaea, Wilcoxina, Choiromyces, Dingleya, Elderia, Geopora, Hydnobolites, Hydnocystis, Labyrinthomyces, Paurocotyis, Reddellomyces, Sphaerozone, Stephensia</i>	E H
Sarcoscyphaceae	<i>Plectania, Pseudoplectania, Sarcocypha</i>	E
Terfeziaceae	<i>Choiromyces, Terfezia</i>	H
Tuberaceae	<i>Mukagomyces, Paradoxa, Tuber</i>	H
Basidiomycètes		
Amanitaceae	<i>Amanita, Limacella, Torrendia</i>	E
Astraeaceae	<i>Astraeus, Pyrenogaster, Radiigera</i>	E H
Boletaceae	<i>Austroboletus, Boletellus, Boletochaete, Boletus, Buchwaldoboletus, Chalciporus, Gyrodon, Gyroporus, Heimiella, Leccinum, Phebopus, Phylloporus, Pulveroboletus, Rubinoboletus, Suillus, Typopilus, Xanthoconium, Xerocomus Alpova, Boughera, Chamonixia, Gastroboletus, Rhizopogon, Royoungia, Truncollumella</i>	E H
Cantharellaceae	<i>Cantharellus, Craterellus</i>	E
Chondrogastraceae	<i>Chondrogaster</i>	H
Clavariaceae	<i>Aphelaria, Clavaria, Clavariadelphus, Clavicornona, Clavulina, Clavulinopsis, Ramaria, Ramariopsis</i>	E
Corticaceae	<i>Amphinema, Byssocorticium, Byssosporia, Piloderma</i>	E
Cortinariaceae	<i>Astrosporina, Cortinarius, Cuphocybe, Dermocybe, Descolea, Hebeloma, Inocybe, Leucocortinarius, Rozites, Stephanopus Cortinarius, Cortinomyces, Descomyces, Destunzia, Hymenogaster, Quadrispora, Setchelliogaster, Thaxterogaster, Timgrovea</i>	E H
Cribbiaceae	<i>Cribbea, Mycolevis</i>	H
Elasmomycetaceae	<i>Elasmomyces, Gymnomyces, Martellia, Zelleromyces</i>	H
Entolomataceae	<i>Clitopilus, Entoloma, Leptonia, Rhodocybe</i>	E
Gelopellidaceae	<i>Gelopellis</i>	H
Gomphaceae	<i>Gomphus</i>	E
Gomphidiaceae	<i>Chroogomphus, Cystogomphus, Gomphidius</i>	E
Hydnaceae	<i>Bankera, Dentinum, Hydnellum, Hydnum, Phellodon</i>	E
Hygrophoraceae	<i>Bertrandia, Camarophyllus, Gliophorus, Humidicutis, Hygrocybe, Hygrophorus</i>	E
Hysterangiaceae	<i>Hysterangium, Pseudohysterangium, Trappea</i>	H

Leucogasteraceae	<i>Leucogaster, Leucophleps</i>	H
Lycoperdaceae	<i>Lycoperdon</i>	E
Melanogastraceae	<i>Melanogaster</i>	H
Mesophelliaceae	<i>Castoreum, Diploderma, Gummiglobus, Malajczukia, Mesophellia, Nothocastoreum</i>	H
Octavianinaceae	<i>Octavianina, Sclerogaster</i>	H
Paxillaceae	<i>Paxillus</i>	E
Pisolithaceae	<i>Pisolithus</i>	E
Polyporaceae	<i>Albatrellus</i>	E
Russulaceae	<i>Lactarius, Russula</i>	E
	<i>Archangiella, Cystangium, Macowanites</i>	H
Sclerodermataceae	<i>Scleroderma, Horakiella</i>	H
Sebacineae	<i>Sebacina</i>	E
Sedeculaceae	<i>Sedecula</i>	H
Stephanosporaceae	<i>Stephanospora</i>	H
Strobilomycetaceae	<i>Strobilomyces</i>	E
	<i>Austrogautiera, Chamonixia, Gautiera, Wakefieldia</i>	H
Thelephoraceae	<i>Boletopsis, Thelephora/Tomentella</i>	E
Tricholomataceae	<i>Cantharellula, Catathelasma, Clitocybe, Cystoderma, Laccaria, Lepista, Leucopaxillus, Tricholoma, Tricholomopsis</i>	E
	<i>Gigasperma, Hydangium, Podohydangium</i>	H
Zygomycètes		
Endogonaceae	<i>Endogone</i>	H

▪ **Annexes 3 : Composition des colorants et réactifs utilisés.**

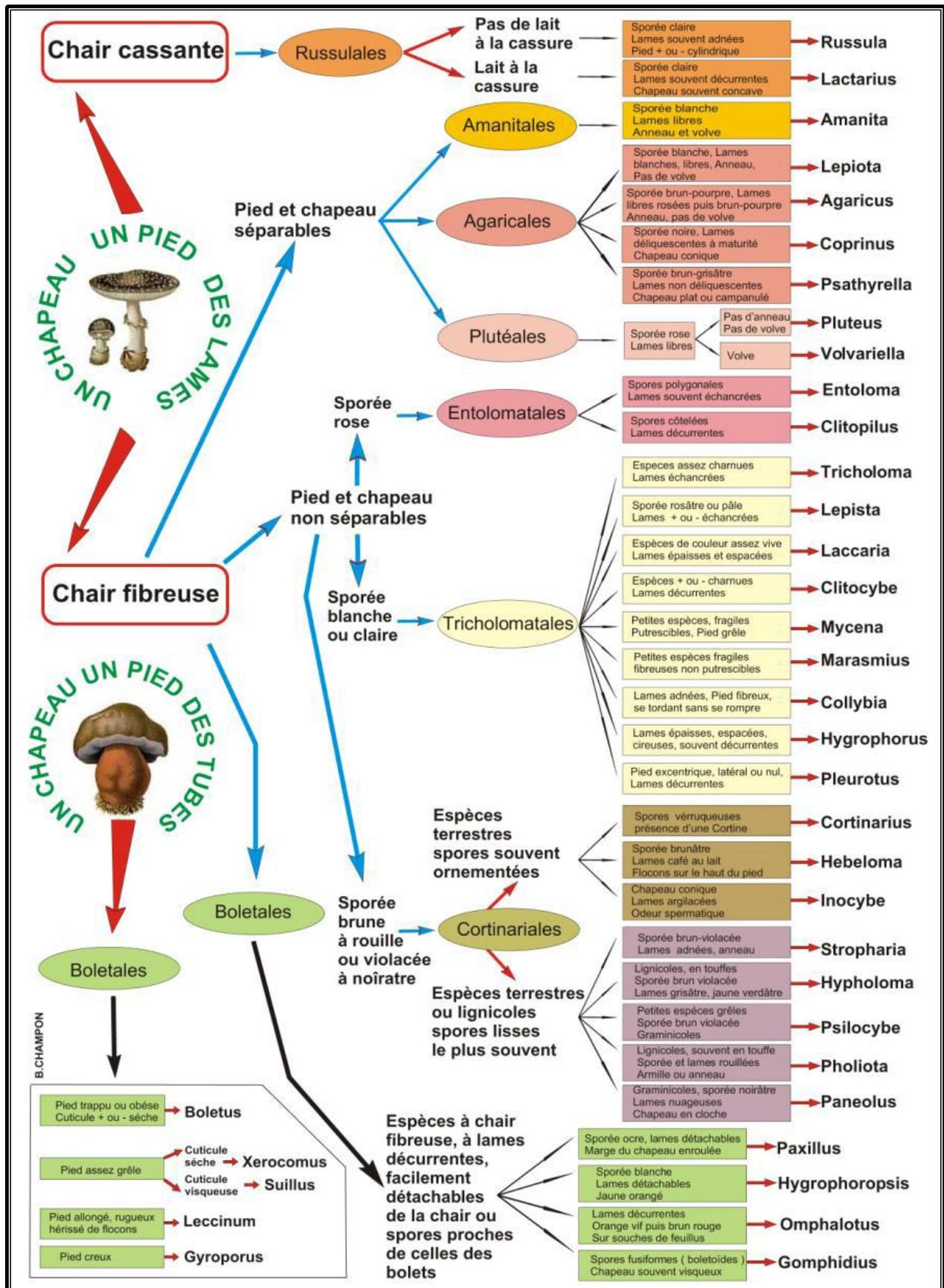
- **Mélange Formol Acide lactique Alcool (FAA) (Phillips et Hayman, 1970).**

Formol à 37%.....	5mL
Acide acétique glacial.....	5mL
Alcool éthylique.....	90mL

- **Bleu de trypan au lactophénol (Phillips et Hayman, 1970).**

Acide lactique.....	100mL
Glycérol.....	100mL
Bleu trypan.....	0,3g
Phénol.....	100mL
Eau distillée.....	100mL

▪ **Annexe 7: Clé de détermination des champignons (Champon, 2009 in Chaboud, 2013).**



ملخص:

يرتكز هذا العمل على دراسة إيكولوجية للفطريات البرية في موقعين من الغابة ملك الدولة واد رهيو (عين طارق ، ولاية غليزان) و على محاولة لإجراء التعايش الميكوريزي تحت ظروف تجريبية مراقبة بين البلوط الأخضر (*Quercus ilex*) واللبنية اللذيذة (*Lactarius deliciosus*)، فطر دعامي ميكوريزي غذائي.

أظهرت عملية المسح النباتي والتجريد الفطري مجموعة متنوعة من النباتات العشبية والشجيرات ، مع سيادة لنوعين من الأشجار (البلوط الأخضر و الصنوبر الحلبي) و تنوع كبير للفطريات البرية خصوصا الدعامية منها . يعتبر (*Agaricus*) هو جنس الأكثر استهلاكاً من قبل السكان المحليين و ذلك من خلال التحقيق الفطري الذي قمنا به في منطقة الدراسة . تم إعداد معشبة تحوي أكثر من 61 عينة من الفطريات في حالة جافة كما أنشئت قاعدة بيانات تضم 22 جنسا و 38 نوعا موزعة على 17 عائلة مختلفة.

كشفت تحليل التربة و العوامل المناخية أن هذه الأنواع الفطرية تنمو على تربة صلصالية رملية (خرارية) أو صلصالية طينية رملية (تيدة)، ذات طبيعة قاعدية ، غير مالحة ، تحتوي على نسبة منخفضة أو متوسطة من الكلس ، فقيرة بالفوسفور ومتوسطة أو كافية النسبة من حيث النيتروجين والمواد العضوية. ويتأثر نمو الفطريات بصورة مطلقة بالعوامل المناخية (درجة الحرارة ، التساقط و الرطوبة النسبية).

إن الدراسة المورفولوجية لتعايش الميكوريزي الطبيعي للبلوط الأخضر، تكشف عن وجود تنوع مورفولوجي للميكوريز الخارجي شكّل أساسا من طرف الفطريات الميكوريزية المختلفة و نسبة عالية لهذا التعايش الميكوريزي.

أكدت محاولة التعايش الميكوريزي بين البلوط الأخضر (*Q. ilex*) واللبنية اللذيذة (*L. deliciosus*) تحت ظروف تجريبية غير معقمة و في تربة جلبت من منطقة الخرابرة على تحسين و زيادة النمو النباتات التي أضيف لها الفطر الميكوريزي مقارنة مع النباتات الشاهدة. بعد 13 شهرا في الدفيئة ، قام الفطر الميكوريزي بتعايش مع النبات المضيف من خلال تشكيل بنية مماثلة للميكوريز الخارجي. إن معدل الإصابة منخفض (18%) ومؤشر التبعية الميكوريزية (IDMR) 30,3% يثبت أن البلوط الأخضر يبدي تبعية معتدلة للميكوريز الخارجي (*L. deliciosus*)

الكلمات المفتاحية: فطريات برية ، دراسة إيكولوجية ، تصنيف كلاسيكي، تجريد فطري، ميكوريز خارجي، فطر ميكوريزي، زقيات، دعاميات ، *Quercus ilex* ، *Lactarius deliciosus* ، تعايش ميكوريزي مراقب.

Résumé :

Ce travail porte sur l'étude myco-écologique des champignons forestiers dans deux sites situés dans la forêt Domaniale Oued Rhiou (Ain Tarik, Wilaya de Relizane) et la réalisation de l'association mycorrhizienne, en conditions contrôlées, entre le chêne vert (*Quercus ilex*) et le lactaire délicieux (*Lactarius deliciosus*), basidiomycète ectomycorhizien comestible.

Les relevés floristiques et l'inventaire fongique a montré une diversité de plantes herbacées, arbustives, la présence importante de deux essences forestières (chêne vert et pin d'Alep) et une diversité de champignons forestiers surtout des basidiomycètes. Le genre *Agaricus* est le plus consommé par les populations locales d'après notre enquête mycologique réalisée dans la région d'étude. Un herbier a été confectionné avec plus de 61 sporophores à l'état sec et une Base de Données a été créée avec 22 genres et 38 espèces appartenant à 17 familles différentes.

L'analyse des paramètres pédoclimatiques a montré que ces espèces fongiques se développent sur un sol limono-sableux (Kherrarba) ou limono-argilo-sableux (Tidda) alcalin, non salé, faiblement ou moyennement calcaire, pauvre en phosphore assimilable, moyennement ou bien pourvu en azote et en matière organique. Le développement des champignons est fortement lié aux facteurs climatiques (température, précipitation et humidité relative).

L'étude morphologique des mycorrhizes naturelles du chêne vert révèle la présence d'une diversité morphologique des ectomycorrhizes formées par divers champignons mycorrhiziens et un taux de mycorrhization élevé.

La synthèse mycorrhizienne réalisée entre *Q. ilex* et *L. deliciosus*, en conditions gnotoxéniques, sur sol désinfecté du site de Kherrarba a montré que l'inoculation améliore significativement la croissance des plants inoculés par rapport aux plants témoins. Après 13 mois de culture en serre, le champignon s'associe avec la plante hôte en formant une structure analogue à une ectomycorhize. Le taux d'infection est faible (18%) et l'indice de dépendance mycorrhizienne (IDMR) de 30,3% indique que *Q. ilex* est modérément dépendant des ectomycorrhizes à *L. deliciosus*.

Mots clés : champignons forestiers, myco-écologie, identification classique, inventaire fongique, ectomycorrhizes, champignons ectomycorrhiziens, ascomycètes, basidiomycètes, *Quercus ilex*, *Lactarius deliciosus*, mycorrhization contrôlée.

Abstract :

This work focuses on the myco-ecological study of forest mushrooms in two sites in the forest Oued Rhiou (Ain Tarik, Wilaya of Relizane) and the realization of mycorrhizal association under controlled conditions between the holm oak (*Quercus ilex*) and saffron milk cap (*Lactarius deliciosus*), edible ectomycorrhizal basidiomycota.

Floristic surveys and fungal inventory showed a variety of herbaceous plants, shrubs, the significant presence of two tree species (holm oak and Aleppo pine) and a diversity of forest especially basidiomycota fungi. The genus *Agaricus* is the most consumed by local people from our mycological survey in the study area. Herbarium was made with more than 61 sporophores in the dry state and a database was created with 22 genera and 38 species belonging to 17 different families.

Analysis of pedoclimatic parameters showed that these fungal species grow on a sandy loam soil (Kherrarba) or sandy clay loam (Tidda) alkaline, unsalted, low and medium limestone, poor in available phosphorus, medium or provided nitrogen and organic matter. Fungal growth is strongly influenced by climatic factors (temperature, precipitation and relative humidity).

Morphological study of natural mycorrhizae green oak reveals the presence of morphological diversity of ectomycorrhizae formed by various mycorrhizal fungi and a high rate of mycorrhization.

Mycorrhizal synthesis realized between *Q. ilex* and *L. deliciosus* in gnotobiotic conditions on soil disinfected of Kherrarba showed that inoculation significantly improves the growth of the inoculated plants relative to control plants. After 13 months in a greenhouse, the fungus associated with the host plant by forming a structure similar to an ectomycorrhiza. The infection rate is low (18%) and the relative mycorrhizal dependency (RMD) 30,3% indicates that *Q. ilex* is moderately dependent ectomycorrhizal of *L. deliciosus*.

Keywords: forest mushrooms, myco-ecology, classical identification, fungal inventory, ectomycorrhizae, ectomycorrhizal mushrooms, Ascomycota, Basidiomycota, *Quercus ilex*, *Lactarius deliciosus*, controlled mycorrhization.

Résumé :

Ce travail porte sur l'étude myco-écologique des champignons forestiers dans deux sites situés dans la forêt Domaniale Oued Rhiou (Ain Tarik, Wilaya de Relizane) et la réalisation de l'association mycorhizienne, en conditions contrôlées, entre le chêne vert (*Quercus ilex*) et le lactaire délicieux (*Lactarius deliciosus*), basidiomycète ectomycorhizien comestible. Les relevés floristiques et l'inventaire fongique a montré une diversité de plantes herbacées, arbustives, la présence importante de deux essences forestières (chêne vert et pin d'Alep) et une diversité de champignons forestiers surtout des basidiomycètes. Le genre *Agaricus* est le plus consommé par les populations locales d'après notre enquête mycologique réalisée dans la région d'étude. Un herbier a été confectionné avec plus de 61 sporophores à l'état sec et une Base de Données a été créée avec 22 genres et 38 espèces appartenant à 17 familles différentes. L'analyse des paramètres pédoclimatiques a montré que ces espèces fongiques se développent sur un sol limono-sableux (Kherrarba) ou limono-argilo-sableux (Tidda) alcalin, non salé, faiblement ou moyennement calcaire, pauvre en phosphore assimilable, moyennement ou bien pourvu en azote et en matière organique. Le développement des champignons est fortement lié aux facteurs climatiques (température, précipitation et humidité relative). L'étude morphologique des mycorhizes naturelles du chêne vert révèle la présence d'une diversité morphologique des ectomycorhizes formées par divers champignons mycorhiziens et un taux de mycorhization élevé. La synthèse mycorhizienne réalisée entre *Q. ilex* et *L. deliciosus*, en conditions gnotoxéniques, sur sol désinfecté du site de Kherrarba a montré que l'inoculation améliore significativement la croissance des plants inoculés par rapport aux plants témoins. Après 13 mois de culture en serre, le champignon s'associe avec la plante hôte en formant une structure analogue à une ectomycorhize. Le taux d'infection est faible (18%) et l'indice de dépendance mycorhizienne (IDMR) de 30,3% indique que *Q. ilex* est modérément dépendant des ectomycorhizes à *L. deliciosus*.

Mots clés :

Champignons Forestiers; Myco-Ecologie; Identification Classique; Inventaire Fongique; Ectomycorhizes; Champignons Ectomycorhiziens; Ascomycètes; Basidiomycètes; *Quercus Ilex*; *Lactarius Deliciosus*; Mycorhization Contrôlée.