

**Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique  
Université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou  
Faculté des Sciences Biologiques et des Sciences Agronomiques**

# **THESE**

**Présentée**

**Par SMAIL Adel**

**En vue de l'obtention du titre de  
DOCTEUR ES SCIENCES BIOLOGIQUES**

**ETUDE DE LA BIODIVERSITE DES MICRO-  
ORGANISMES SYMBIOTIQUES CHEZ  
LE PIN NOIR (*Pinus nigra* subsp *mauretunica*) AU  
DJURDJURA**

Devant le jury composé de

<b>Mme. SMAIL SAADOUN Noria</b>	<b>Professeur UMMTO</b>	<b>Présidente</b>
<b>Mr. MEDDOUR Rachid</b>	<b>Professeur UMMTO</b>	<b>Directeur de thèse</b>
<b>Mme. ABROUS BELBACHIR Ouzna</b>	<b>Professeur USTHB</b>	<b>Examinatrice</b>
<b>Mme. HANNACHI Lynda</b>	<b>Maitre de conférences A UMMTO</b>	<b>Examinatrice</b>
<b>Mr. BENHIZIA Yacine</b>	<b>Professeur U. Constantine</b>	<b>Examinateur</b>
<b>Mr. BENNIOU Ramdane</b>	<b>Professeur UMB Msila</b>	<b>Examinateur</b>

Soutenue publiquement le 16 / 07 / 2017



قال رسول الله صلى الله عليه وسلم: "إذا قامت الساعة وفي يد أحدكم

فسيلة فليغرسها"

رواه الامام ابن الاعرابي في معجمه وصححه الالباني.

## **Citation**

**La théorie, c'est quand on sait tout et que rien ne fonctionne.**

**La pratique, c'est quand tout fonctionne et que personne ne sait pourquoi.**

**Ici, nous avons réuni théorie et pratique : Rien ne fonctionne et personne ne sait pourquoi.**

**Albert Einstein.**

## **DEDICACES**

A mon cher père, pour tout

A ma chère femme Malika

A mes 3 enfants

Soumaya

Bilal / Slimane

Nadjia / Hind

## **REMERCIEMENTS**

Remercier toutes les personnes qui vous ont accompagné et que vous avez rencontré au cours de la thèse peut paraître facile, mais je dirai le contraire.

Autant commencer par celui qui m'a encadré et formé, le Professeur MEDDOUR Rachid. Je tiens à le remercier très chaleureusement pour les nombreux conseils qu'il m'a donnés notamment au niveau de la réflexion scientifique. Je le remercie encore pour sa confiance sans faille et l'intérêt qu'il m'a témoigné. Ses encouragements et son amitié m'ont aidé à surmonter les nombreuses contraintes vécues. Merci pour tout.

Que Madame SMAIL SAADOUN Noria Professeur à l'UMMTO reçoive le témoignage de ma reconnaissance pour avoir accepté de présider le jury de ma thèse, c'est un honneur pour moi.

Je remercie les autres membres de mon jury de thèse pour avoir accepté d'en faire partie.

Un grand merci à Madame ABROUS BELBACHIR Ouzna, Professeur à l'USTHB pour l'honneur qu'elle m'a fait en acceptant de juger mon travail.

Merci infiniment à Madame HANNACHI Lynda, Maître de conférences à l'UMMTO pour le bonheur qu'elle m'a fait en faisant partie de mon jury.

Merci infiniment à Monsieur BENHIZIA Yacine, Professeur à l'Université de Constantine pour l'honneur qu'il me fait en acceptant d'examiner mon travail de thèse.

Merci infiniment à Monsieur BENNIOU Ramdane, Professeur à l'UMB de Msila pour l'honneur qu'il me fait en faisant partie de mon jury.

Je remercie le Professeur KELLOUCHE Abdellah, doyen de la faculté des sciences biologiques et des sciences agronomiques pour son soutien moral et pour son aide plus que précieuse.

Une partie de ces résultats doit beaucoup à la coopération sans faille de l'INRF d'Azazga lors de la production des plants, puis du reboisement. Un grand merci à Mr DJEMA Arezki et à toutes les personnes qui travaillent dans cet institut, je remercie également tout le personnel du Parc National du Djurdjura.

Merci à Mr BENSIDHOUM Messaoud et Mr KHIFFER Larbi qui m'ont accompagné et aidé lors de toutes les sorties dans le Djurdjura. Votre aide n'a pas de prix.

Parmi tous mes collègues que je ne pourrai citer, je tiens à remercier particulièrement, Mrs AMROUN Mansour, SMAIL Rachid, METAHRI Mohamed Said, AIT MOULOUD Salah,

LARIBI Mahmoud, OUDJIANE Ahmed, IDIR Abderrezak, KAIDI Slimane, Mme MEDJDOUB Faroudja, Mme ZERROUKI Nacera.

Un grand merci à mon cher oncle Nour Eddine et ma chère tante Yasmina pour leurs conseils et surtout leurs critiques qui ne finiront jamais.

Je vais maintenant adresser mes remerciements à toute ma famille, ma belle famille et tous ceux que je n'ai pas mentionnés mais auxquels je pense très fort.

## Liste des figures

Figure 1. Principaux facteurs qui déterminent la diversité des communautés et populations des champignons ectomycorhiziens. (Fiore-Donno, 2001).

Figure 2. Carte de répartition naturelle du pin noir (*Pinus nigra*) (Euforgen, 2009).

Figure 3. Répartition géographique des sous-espèces et variétés du pin noir.

Figure 4. Distribution du nombre d'arbres suivant leur morphologie (Asmani, 2003).

Figure 5. Distribution du nombre d'arbres suivant leur hauteur totale (Derridj *et al.*, 2011).

Figure 6. Distribution du nombre d'arbres suivant leur diamètre (Derridj *et al.*, 2011).

Figure 7. Répartition des morphotypes observés sur le terrain par groupes morphologiques fonctionnels.

Figure 8. Répartition des morphotypes observés par groupes morphologiques fonctionnels par station.

Figure 9. Taux de mycorhization du pin noir dans les différentes stations.

Figure 10. Evolution de la hauteur de la tige principale en fonction des substrats d'élevage (moyennes de 5 répétitions).

Figure 11. Evolution du nombre de racines courtes par plant en fonction des substrats d'élevage (moyennes de 5 répétitions).

Figure 12. Répartition des morphotypes observés en pépinière par groupes morphologiques Fonctionnels.

Figure 13. Répartition des morphotypes observés par groupes morphologiques en fonction des sols.

Figure 14 : Evolution de la hauteur de la tige des plants avant et après reboisement.

Figure 15: Répartition des morphotypes observés le jour du reboisement en groupe morphologiques fonctionnels.

Figure 16 : Répartition des morphotypes observés par groupes morphologiques fonctionnels après reboisement.

Figure 17 : Taux de mycorhization des plants le jour du reboisement, après reboisement et des plants témoins.

## Liste des tableaux

Tableau 1. Principales caractéristiques physiques des sols des 03 stations.

Tableau 2. Principales caractéristiques chimiques des sols des 03 stations.

Tableau 3. Taux de mycorhization des jeunes pins noirs en pépinière en fonction des substrats et à différents âges.

Tableau 4 : Principales caractéristiques physiques du substrat utilisé.

Tableau 5 : Principales caractéristiques physiques du substrat utilisé.

## Table des matières

<b>Chapitre I Introduction, problématique scientifique et objectifs de travail de thèse.....</b>	<b>2</b>
<b>Chapitre II Revue bibliographique sur les mycorhizes et le pin noir .....</b>	<b>8</b>
1- Le continuum sol-plantes-micro-organismes .....	8
2- La symbiose .....	9
3-La symbiose mycorhizienne .....	9
4-Morphologie, diversité et plantes hôtes des différents types de mycorhizes .....	10
4-1- Les ectomycorhizes.....	10
4-1-1- Les champignons ectomycorhiziens .....	11
4-1-2- Morphologie des ectomycorhizes .....	11
4-1-3- Etablissement de la symbiose ectomycorhizienne.....	12
4-1-4- Les plantes à ectomycorhizes .....	13
4-1-5- Spécificité des hôtes .....	14
4-2- Les endomycorhizes arbusculaires.....	15
4-2-1- Les champignons endomycorhiziens.....	16
4-2-2- Morphologie et établissement des endomycorhizes arbusculaires .....	16
4-2-3- Les plantes à endomycorhizes arbusculaires .....	17
4-3- Les ectendomycorhizes .....	17
4-4- Les autres types de mycorhizes .....	17
4-4-1- Les mycorhizes arbutoïdes .....	17
4-4-2- Les mycorhizes érichoïdes.....	18
4-4-3- Les mycorhizes monotropoïdes.....	18
4-4-4- Les mycorhizes orchidoïdes .....	19
4-5- Les pseudomycorhizes à endophytes bruns cloisonnés.....	20
5- Le rôle écologique des mycorhizes dans les écosystèmes forestiers.....	20
6- Principaux facteurs influençant la diversité des communautés mycorhiziennes.....	22
7- Gestion durable du potentiel infectieux mycorhizogène (PIM) des sols .....	24
8- Le pin noir du Maghreb ( <i>Pinus nigra</i> subsp. <i>mauretanica</i> (Maire et Peyerimh.) Heywood) .....	25
8-1- Répartition géographique du pin noir.....	25

8-2- Aspects taxinomique et chorologique.....	26
8-3- Aspect écologique .....	29
8-4- Aspects biologique et dendrométrie du pin noir au Djurdjura.....	29
8-5- Diversité floristique.....	32
8-6- Le pin noir, espèce forestière rare et menacée .....	32
<b>Chapitre III Matériel et méthodes.....</b>	<b>35</b>
1- Zone d'étude .....	35
1-1- Etat naturel .....	35
1-1-1- Station de Tikjda .....	35
1-1-2- Station de Tala Guilef.....	35
1-1-3- Station de Tala Rana.....	35
1-2- Pépinières .....	36
1-2-1- Pépinière Draa Ben Khedda .....	36
1-2-2- Pépinière Azazga.....	36
2- Production des plants et conduite des semis.....	36
3- Opération de reboisement .....	37
4- Méthodes d'étude.....	37
4-1- Echantillonnage .....	37
4-1-1- Cas du terrain.....	38
4-1-1-1- Epoque de prélèvement .....	38
4-1-1-2- Méthode de prélèvement.....	38
4-1-2- Cas des pépinières.....	38
4-1-2-1- Pépinière Draa Ben Khedda.....	38
4-1-2-2- Pépinière Azazga.....	38
4-1-2-2-1- Epoque de prélèvement .....	38
4-1-2-2-2- Méthode de prélèvement .....	38
4-1-3- Cas du reboisement.....	39
4-1-3-1- Epoque de prélèvement .....	39
4-1-3-2- Méthode de prélèvement.....	39
4-2- Traitement des échantillons .....	39
4-2-1- Lavage des racines .....	39

4-2-2- Séparation et conditionnement des racines.....	40
4-3- Etude anatomo-morphologique des mycorhizes .....	40
4-3-1- Etude morphologique .....	40
4-3-2- Etude anatomique.....	41
4-4- Quantification de la colonisation mycorhizienne.....	41
4-5- Analyses statistiques .....	42
<b>Chapitre IV Résultats et discussion .....</b>	<b>43</b>
<b>A- Les ectomycorhizes du pin noir à l'état naturel dans le massif du Djurdjura .....</b>	<b>44</b>
1- Résultats obtenus.....	44
1-1- Caractéristiques physico-chimiques des sols.....	44
1-2- Description des principaux types d'ectomycorhizes observées dans les différentes stations.....	45
1-3- Proposition de classification des ectomycorhizes de <i>Pinus nigra</i> .....	63
1-4- Variation et quantification de la mycorhization.....	65
2- Discussion .....	65
<b>B- Mycorhization du pin noir dans la pépinière de Draa Ben Khedda .....</b>	<b>73</b>
1- Résultats obtenus.....	73
1-1- Morphogénèse de la partie aérienne des jeunes plants produits sur différents sols .....	73
1-2- Architecture racinaire des plants élevés dans les différents substrats .....	73
1-3- Suivi de la croissance des plants .....	74
1-4- Description des ectomycorhizes des plants élevés dans les différents substrats.....	75
1-4-1- Les premières ectomycorhizes obtenues.....	76
1-4-1-1- Plants élevés sur sol de Tala Rana âgés de 4 mois .....	76
1-4-1-2- Plants produits sur sol de Tikjda âgés de 5 mois .....	77
1-4-1-3- Plants élevés sur sol de Tala Guilef âgés de 5 mois .....	78
1-4-2- Mycorhizes observées sur les plants âgés de 7 mois.....	78
1-4-2-1- Sol de Tala Rana .....	78
1-4-2-2- Sol de Tikjda.....	80
1-4-2-3- Sol de Tala Guilef .....	80
1-4-3- Mycorhizes observées sur les plants âgés de 12 mois.....	80

## Table des matières

---

1-4-3-1- Sol de Tala Rana .....	80
1-4-3-2- Sol de Tikjda.....	82
1-4-3-3- Sol de Tala Guilef .....	83
1-4-4- Mycorhizes observées sur les plants âgés de 24 mois produits sur sol de Tala Rana	84
1-5- Classification des ectomycorhizes .....	86
1-6- Quantification de la mycorhization.....	88
2- Discussion .....	88
<b>C- Mycorhization du pin noir après reboisement .....</b>	<b>95</b>
1- Résultats obtenus.....	95
1-1- Caractéristiques physico-chimiques du substrat utilisé à la pépinière d'Azazga .....	95
1-2- Suivi de la croissance aérienne des plants en pépinière (Azazga) et après reboisement .....	96
1-3- Description des ectomycorhizes des plants destinés au reboisement .....	97
1-3-1- Plants produits sur sol de chênaie âgés de 9 mois .....	97
1-3-2- Plants produits sur sol de chênaie âgés de 11 mois .....	99
1-4- Suivi de la mycorhization des plants après reboisement.....	101
1-4-1- Ectomycorhizes observées 3 mois après la plantation .....	101
1-4-2- Ectomycorhizes observées 8 mois après la plantation .....	102
1-4-3- Ectomycorhizes rencontrées 14 mois après la plantation .....	103
1-5- Description des mycorhizes observées sur les plants témoins .....	105
1-6- Classification des ectomycorhizes .....	107
1-7- Quantification de la mycorhization.....	109
2- Discussion .....	110
<b>Conclusion générale et perspectives .....</b>	<b>117</b>
<b>Références bibliographiques .....</b>	<b>121</b>
<b>Annexes .....</b>	

---

## **Chapitre I**

**INTRODUCTION, PROBLEMATIQUE SCIENTIFIQUE  
ET OBJECTIFS DU TRAVAIL DE THESE**

## **Chapitre I. Introduction, problématique scientifique et objectifs du travail de thèse**

La biodiversité, c'est-à-dire «la diversité de la vie sur Terre» est essentielle au fonctionnement des écosystèmes et à la provision des services écosystémiques, qui à terme affectent la vie de l'homme. La biodiversité participe, directement ou indirectement sous différentes formes au bien être de la biosphère et en particulier de l'homme. Elle joue un rôle fondamental dans l'alimentation et dans la qualité des sols et des eaux. De plus, elle est pourvoyeuse de ressources médicinales, de matériaux de construction et de diverses ressources renouvelables. Au point de vue environnemental, la diversité biologique participe au recyclage des éléments nutritifs, à la résilience des écosystèmes, à la régulation des variations climatiques, etc. (Sanon, 2009). Cependant, il est de mieux en mieux accepté que les changements climatiques d'une part et, la simplification et l'artificialisation grandissantes de l'environnement (changements d'usage des terres et des milieux aquatiques) d'autre part, constituent les sources majeurs de menace sur la biodiversité végétale (Sala *et al.*, 2000). La Convention sur la Diversité Biologique (Nation Unis, 1992) définit la perte de biodiversité comme la réduction quantitative et qualitative, à long termes ou de façon permanente, des composantes de la diversité biologique et de leur capacité à fournir des biens et services, mesurée à des échelles globales, régionales ou nationales. Les communautés végétales sont en particulier très affectées par cette perte de diversité et par l'homogénéisation des écosystèmes. Or il a été bien établi que le fonctionnement et la stabilité des écosystèmes telluriques sont principalement dépendants de la composition et de la diversité spécifique des couverts végétaux (Tilman *et al.*, 1996, Hooper et Vitousek, 1997). En effet, la perte de la couverture végétale d'une façon générale est très fortement corrélée à une dégradation (physique, chimique et biologique) des terres qui perdent leur potentiel productif (Pieri, 1989).

L'originalité taxinomique et fonctionnelle des forêts méditerranéennes combinée aux fortes pressions et menaces d'ordre anthropique qui pèsent sur elles, justifie une prise en compte des opérations de biologie de la conservation pour tenter de maintenir ce capital biologique unique. Rappelons qu'à la différence de la protection de la nature dont elle est issue, la biologie de la conservation est une discipline scientifique dont l'objet repose sur l'analyse des processus de maintien de la biodiversité à différents niveaux écosystémiques et échelles spatio-temporelles, afin de fournir des éléments tangibles pour la gestion conservatoire et

durable des espèces, des communautés, des écosystèmes et des paysages (Soulé 1986 ; Fielder et Ahouse, 1992a).

La gestion conservatoire de la biodiversité est une pratique qui repose encore assez souvent sur des bases subjectives et il conviendrait sans doute de prêter une plus grande attention au maintien des processus écosystémiques plutôt qu'aux seules espèces considérées individuellement, afin de tendre vers une conservation durable de l'ensemble du système (McNeely, 1994). Cependant, sur le plan pratique, l'approche populationnelle peut être plus efficace en permettant de rapidement identifier les menaces d'ordre abiotique ou biotique pesant sur une espèce forestière rare (Schemske *et al.*, 1994). Une stratégie intégrée de conservation des taxons menacés ou jugés d'intérêt patrimonial doit donc reposer avant tout sur une bonne connaissance de l'autécologie et de la biologie des espèces rares, ce qui est actuellement exceptionnel en région méditerranéenne pour les végétaux prés forestiers ou forestiers. L'effort prioritaire devrait porter sur les espèces forestières endémiques, en raison de leur unicité et de leur répartition restreinte, et sur les populations marginales (Quezel et Médail, 2003). Ainsi, la conservation des végétaux forestiers qui sont le plus souvent des espèces pérennes dispersées à faible distance (Ehrlén et Eriksson 2000 ; Jakobsson et Eriksson, 2002), doit prendre en compte les limites spatiales et temporelles liées au recrutement, en identifiant clairement la niche de régénération de chaque espèce. De plus, pour des questions pratiques et des impératifs actuels de recherche, les échelles temporelles prises en considération ne dépassent généralement pas quelques années, ce qui est clairement insuffisant dans le cas d'espèces longévives comme la plupart des végétaux forestiers (Clark *et al.*, 1999).

Avec l'immense corpus de recherche et des publications réalisées sur les forêts méditerranéennes depuis plus de 100 années, on pourrait croire que l'essentiel de la structure et du fonctionnement des écosystèmes forestiers est désormais bien connu. Si effectivement les aspects typologiques bénéficient d'un niveau de connaissance globalement satisfaisant, beaucoup de champs thématiques restent à approfondir (Quezel et Médail, 2003).

En 1999, la Commission Méditerranéenne du développement durable (CMDD)- créé dans le cadre du plan d'action pour la Méditerranée (PAM) sous l'égide du programme des nations unies pour l'environnement (PNUE)- a sélectionné 130 indicateurs de développement durable, dont trois s'appliquent directement aux forêts : l'intensité de l'exploitation forestière , l'évolution de la surface forestière, la surface forestière bénéficiant d'une protection.

L'Algérie est engagée activement dans le dialogue forestier international, notamment à travers le Forum des Nations Unies sur les forêts, et pour les questions techniques dans le cadre de la FAO, le comité des forêts, la commission régionale des forêts pour le Proche-Orient, la commission régionale des forêts et de la faune sauvage en Afrique et le comité des questions forestières méditerranéennes *Silva Mediterranea*. A cet effet, le reboisement a toujours constitué une action déterminante dans les programmes d'extension du patrimoine forestier et de protection des terres. Ainsi les reboisements opérés depuis l'indépendance jusqu'à nos jours ont connu un développement considérable. D'importantes superficies ont été plantées en espèces forestières, arboricoles et fourragères et ce aussi bien sur le domaine public que le domaine privé.

Le bilan des réalisations depuis 1962, déduction faite des plantations fruitières et fourragères, s'élève à plus de 1,2 million d'hectares. Cependant, les objectifs ambitieux de reboisement sont loin d'avoir été atteints, aussi bien sur le plan quantitatif que qualitatif. Le choix des espèces et des sites de plantation, la maintenance et la protection, l'emploi désordonné des graines ainsi que le transfert improvisé de plants d'origine douteuse dans toutes les zones de reboisement posent un réel problème pour la réussite des actions diverses de reboisement (DGF, 2007). En effet, des échecs importants sont enregistrés : croissance réduite et mortalité très élevée des plants. Ils sont dus en partie à une inadéquation entre le matériel végétal et le milieu et aux techniques utilisées pour la production de plants. D'après Birot (1991), une carence dans l'adaptation des plants au stress de transplantation dans le passage de la pépinière au site de reboisement choisi et aux conditions de ce milieu peut en effet entraîner une mortalité importante ou une réduction de croissance inacceptable. Le choix global des espèces végétales doit donc être basé sur des critères écologiques et socioéconomiques des zones à reboiser. Par ailleurs, la performance des plants après plantation peut être accrue par la rationalisation du choix des espèces à planter, l'optimisation des techniques de reboisement et surtout par la production en pépinière de plants forestiers de qualité (Moussain *et al.*, 1994). Kropp et Langlois, (1990), notent que la production de plants de qualité est caractérisée sur le plan morphologique par un système racinaire bien ramifié porteur d'un grand nombre de racines courtes absorbantes et sur le plan physiologique par un appareil racinaire capable de prendre rapidement contact avec le sol, à l'intérieur duquel il est introduit lors du reboisement. Dans la nature, ces qualités sont étroitement liées à la présence sur les racines de champignons ectomycorhiziens. On sait que pour les *Pinaceae* par exemple, ces micro-organismes symbiotiques sont d'une grande importance (Kessel, 1927 ; Briscoe, 1959 ;

HacsKayto et Vozzo, 1967). Beaucoup de travaux mentionnent les champignons mycorrhiziens comme des composants essentiels des systèmes sol/plantes. Représentant une interface clé entre les plantes hôtes et les (macro-et micro-) nutriments du sol, les avantages de la symbiose mycorrhizienne comportent également un accroissement de la résistance végétale face aux pathogènes et autres stress environnementaux (c'est-à-dire les pollutions organiques et métalliques, la salinité, l'acidité...) et une amélioration de la nutrition hydrique des plantes hôtes en échange de photosynthétas (St Arnaud *et al.*, 1997 ; Joner et Leyval, 2003 ; Lambers *et al.*, 2008 ; Smith et Read, 2008).

De nombreux autres travaux ont également démontré que l'effet de la mycorhization dépendait des symbiotes associés. Ces résultats ont permis de définir une pratique culturale, appelée mycorhization contrôlée, basée sur la sélection de souches fongiques performantes suivant un paramètre donné (par exemple, amélioration de la croissance, résistance au stress salin, etc.) pour améliorer la productivité durable des systèmes culturels agricoles ou forestiers. Cette conception de la valorisation de la symbiose en sélectionnant des symbiotes performants, compétitif vis-à-vis de la microflore native, et fréquemment inoculés, a été remise en question ces dernières années, du fait principalement de la démonstration de l'importance de la conservation de la diversité des peuplements indigènes de microorganismes pour assurer un fonctionnement optimal du sol (Duponnois, *et al.*, 2013). En effet, Dabire *et al.*, (2007) ont observé que l'introduction dans le sol d'une souche de champignon mycorrhizien hautement compétitrice pouvait entraîner une baisse significative de la diversité fonctionnelle de la microflore tellurique et donc fragiliser le sol eu regard de contraintes environnementales. Les invasions par les espèces exogènes (non indigènes ou non natives) font partie des perturbations environnementales, à l'échelle mondiale, les plus significatives auxquelles les écosystèmes terrestres sont confrontés ; et représentent ainsi, la seconde cause d'érosion de la biodiversité après la destruction des habitats naturels (Simberloff, 2003).

En Algérie, le pin noir est une espèce endémique menacé de disparition. La mauvaise régénération naturelle constatée sur le terrain a accentué la menace de voir un jour le pin noir disparaître du patrimoine forestier. D'autres causes de régressions telles que l'excès de pâturage, les incendies...etc, sont à signaler (Smail, 2009). D'après Meddour (2010), le pin noir du Maghreb figure sur la liste nationale des espèces végétales protégées officialisée par le décret exécutif du 23/11/1993, paru au Journal Officiel. L'objectif principal de ce travail est de dresser un inventaire des mycorhizes naturelles du pin noir du Maghreb (*Pinus nigra*

Arnold subsp *mauritanica*) pour une conservation durable du système : pin noir/microflore mycorhizienne indigène. Pour atteindre notre objectif, les travaux menés ont porté sur trois axes principaux :

- i- inventaire des ectomycorhizes du pin noir à l'état naturel dans 3 stations du Djurdjura afin de définir le statut symbiotique naturel de cette essence.
- ii- inventaire des systèmes ectomycorhiziens de *Pinus nigra* dans les conditions de production des plants en pépinières forestières ainsi que l'influence du substrat de culture sur le développement de la mycorhization.
- iii- suivi de la mycorhization de jeunes plants après plantation dans une parcelle expérimentale dans le massif du Djurdjura.

---

## **Chapitre II**

### **REVUE BIBLIOGRAPHIQUE SUR LES MYCORHIZES ET LE PIN NOIR**

## Chapitre II. Revue bibliographique sur les mycorhizes et le pin noir

### 1- Le continuum sol-plantes-microorganismes

Le sol représente la couche superficielle de l'écorce terrestre résultant de la transformation de la roche-mère enrichie par des apports organiques et caractérisé par la présence de vie. A une échelle plus fine, le sol peut être considéré comme un milieu où de nombreux micro-organismes interagissent, directement ou indirectement, les uns avec les autres, avec les plantes, la faune et le sol (Girardet *et al.*, 2005 ; Albino et Andrade, 2006). Il constitue de ce fait un réacteur biologique très actif, car il est le siège de réactions biochimiques très diverses. Hiltner (1904) a défini la rhizosphère comme le volume de sol sous influence des racines vivantes et caractérisée par une intense activité microbienne, notamment bactérienne, résultant de la libération ou l'exsudation de substances organiques par les racines (Curl et Truelove, 1986 ; Grayston *et al.*, 1996). Cet effet *rhizosphère* est donc un processus dynamique résultant d'interactions entre la plante hôte, le sol, les micro-organismes telluriques et certaines conditions abiotiques du milieu (climat, pratiques culturales...). De l'ensemble de ces interactions, il résulte des caractéristiques physico-chimiques et microbiologiques particulières à la rhizosphère (Marilley *et al.*, 1998 ; Stephan *et al.*, 2000 ; Yang et Crowley, 2000 ; Wieland *et al.*, 2001).

Les micro-organismes du sol sont extrêmement diversifiés et comprennent des groupes très différents, dont les plus importants sont les bactéries, les champignons et les protozoaires. Parmi les groupes fonctionnels de micro-organismes telluriques, certains jouent un rôle majeur dans l'amélioration de la croissance et de la survie des plantes, en augmentant notamment la disponibilité des ressources nutritives souvent limitantes. Dans cette perspective, de nombreux organismes microbiens telluriques ont été expérimentés et décrits comme des biofertilisants potentiels dans le cadre d'une agriculture plus respectueuse de l'environnement (Rodriguez et Fraga, 1999 ; Johansson *et al.*, 2004 ; Matiru et Dakora, 2004 ; Selosse *et al.*, 2004 ; Douds *et al.*, 2005 ; Gentili et Jumpponen, 2006). Il s'agit notamment :

- i) des bactéries fixatrices d'azote qui sont capables de fixer l'azote atmosphérique pour le transformer en composés minéraux et organiques accessibles aux plantes (Dommergues et Mangenot, 1970 ; Albrecht *et al.*, 1981 ; Dommergues *et al.*, 1999 ; Samba *et al.*, 2002 ; Matiru et Dakora, 2004).

ii) des champignons mycorhiziens qui améliorent la nutrition hydrique et minérale (Bolan, 1991 ; Smith et Read, 1997 ; Duponnois *et al.*, 2005 a, b ; Lambers *et al.*, 2008) et la protection des plantes (Duponnois *et al.*, 1993 ; Leyval et Joner, 2001 ; Joner et Leyval, 2003 ; Selosse *et al.*, 2004).

## **2- La symbiose**

La symbiose est une association intime (c'est-à-dire avec pénétration des tissus de l'un des deux organismes dans ceux de l'autre, ou à l'intérieur même des cellules), durable (c'est-à-dire effective jusqu'à ce que l'un des deux organismes meure) et mutualiste (c'est-à-dire à bénéfice réciproque par l'échange de ressources complémentaires). C'est par cette dernière caractéristique que la symbiose diffère du parasitisme. On a découvert depuis déjà plusieurs décennies que le phénomène de la symbiose est généralisé à l'ensemble du monde vivant. La théorie dite de la *symbiose généralisée* considère la symbiose mutualiste comme la résolution ultime des relations initiales de compétition qui affectent obligatoirement deux espèces occupant la même niche écologique, du fait même de la limitation des ressources. C'est ainsi que les relations symbiotiques (relation de gagnant-gagnant), sous des formes très diverses, ont fini par concerner l'ensemble du monde vivant (Garbaye, 2013). D'après Le Tacon et Selosse (1994), les associations regroupant les végétaux terrestres et les champignons ont permis la colonisation des continents et sont encore nécessaires aux végétaux actuels.

## **3- La symbiose mycorhizienne**

Parmi les champignons du sol, certains induisent au niveau des racines de plantes, des organes nouveaux appelés *mycorhizes*, les symbioses végétales les plus répandues dans les écosystèmes terrestres (Fortin *et al.*, 2008 ; Smith et Read, 2008). Les mycorhizes constituent des partenaires essentiels dans la relation sol-plantes-micro-organismes. En effet, certaines espèces végétales ne peuvent croître normalement sans leur symbiote fongique, dont elles sont fortement dépendantes et avec qui elles ont co-évolué (Janos, 1980 ; Hetrick, 1984 ; Brundrett, 1991 ; Smith et Read, 1997 ; Gobat *et al.*, 2003). Environ 90% des plantes terrestres ne peuvent réaliser leur cycle de vie sans l'aide d'un champignon mycorhizien (Trappe, 1987 ; Molina *et al.*, 1992 ). La symbiose mycorhizienne est donc un phénomène général chez les plantes à l'exception de quelques familles, comme les *Brassicaceae*,

*Caryophyllaceae*, *Cyperaceae*, *Juncaceae*, *Chenopodiaceae* et *Amaranthaceae*, qui présentent très peu d'associations mycorhiziennes (Strullu, 1991 ; Norman *et al.*, 1995).

La fonction de la mycorhize est primordiale dans tout ou partie du cycle de la plante hôte, surtout pour la nutrition. En effet, les hyphes fongiques améliorent la nutrition hydrique et minérale de la plante hôte, grâce à l'augmentation du volume de sol prospecté et à la production de divers enzymes extracellulaires (phosphatase, phytase), susceptibles de mobiliser du phosphore à partir de composés complexes du sol (Manjunath *et al.*, 1989 ; Leyval et Berthelin, 1993 ; Smith et Read, 1997 ; Gobat *et al.*, 2003).

En retour, le champignon profite des ressources carbonées synthétisées par la plante via la photosynthèse et qui sont indispensables à son métabolisme, son cycle de développement et sa fructification. Des études réalisées en milieu naturel sur plantes colonisées par des champignons mycorhiziens ont montré qu'environ 10 à 20 % du carbone fixé au niveau du végétal sont transférés aux symbiotes fongiques. Ceci représente une entrée significative d'énergie dans ce compartiment, et ce carbone jouera un rôle crucial dans la dynamique de nombreux micro-organismes associés à la mycorhizosphère, (volume de sol sous influence des mycorhizes) (Johnson *et al.* 2002).

#### **4-Morphologie, diversité et plantes hôtes des différents types de mycorhizes**

On estime qu'il y a entre 220.000 et 420.000 espèces de plantes terrestres (Scotland *et al.*, 2003). Plus de 10.000 espèces ont été examinées, en majorité des Angiospermes, et 86% d'entre elles possèdent des mycorhizes (Brundrett, 2009 ; Tedersoo *et al.*, 2010). Il existe sept types de mycorhizes classés selon leur écologie, leur morphologie et leur structure : les ectomycorhizes (ECM), les endomycorhizes à arbuscules et vésicules (MAV), les ectendomycorhizes, les mycorhizes arbutoïdes, éricoïdes, monotropoïdes et orchidoïdes (Smith et Read, 1997 ; Garbaye, 2013).

##### **4-1- Les ectomycorhizes**

Les ectomycorhizes (du grec *ecto* qui signifie à l'extérieur) sont ainsi nommées du fait de deux traits morphologiques caractéristiques, qui les classent à part des autres types de symbioses mycorhiziennes. D'une part, les filaments du champignon forment un manchon

feutré plus ou moins dense mais continu, appelé manteau, qui recouvre la surface de la racine ; d'autre part, s'il est vrai que le champignon s'établit à l'intérieur de la racine, entre les cellules du cortex, il ne franchit pas les parois des cellules et ne les pénètre pas. Le symbiote fongique est donc bien développé à l'extérieur de la racine et reste externe aux cellules de la plante hôte (Garbaye, 2013).

#### **4-1-1- Les champignons ectomycorhiziens**

La diversité des champignons ectomycorhiziens est évaluée de 20.000 à 25.000 espèces (0,5 à 0,7% de la diversité des champignons), appartenant majoritairement à des Basidiomycètes et Ascomycètes et plus rarement à des Gloméromycètes<sup>1</sup> (Molina *et al.*, 1992 ; Brundrett *et al.*, 1996a ; Taylor et Alexander, 2005 ; Tedersoo *et al.*, 2010). On estime aussi que la diversité des champignons ectomycorhiziens serait moins importante dans les régions tropicales que dans les régions tempérées (Tedersoo et Nara, 2010). Cette estimation serait en deçà de la réalité car les inventaires restent limités et de nombreux champignons ne sont pas encore répertoriés ou restent indéterminés dans les régions tropicales (Rivières *et al.*, 2007 ; Peay *et al.*, 2009).

Les Ascomycètes sont particulièrement bien représentés chez les hypogés alors que la plupart des Basidiomycètes sont épigés. Certains sporophores épigés (ex. russules, chanterelles, bolets, agarics) ou hypogés (ex. truffes) sont comestibles.

Des espèces de champignons ectomycorhiziens (ex. : *Laccaria laccata*, *Thelephora terrestris*, *Pisolithus tinctorius*, *Scleroderma verrucosum*, *Cenococcum geophilum*) ont une grande distribution dans les écosystèmes forestiers des zones tempérées et tropicales (Bâ *et al.*, 2011).

#### **4-1-2- Morphologie des ectomycorhizes**

L'aspect général des ectomycorhizes observées de l'extérieur est extrêmement divers, tant du point de vue de la forme (simple ou ramifiée) que de la couleur, de l'état de surface du manteau (lisse, velouté, cotonneux, lâche ou dense, etc.) ou de la morphologie des structures fongiques qui en émanent vers l'extérieur pour explorer le sol (filaments isolés ou agrégés, faisceaux, mèches, cordons, etc.). Une coupe transversale à travers une racine courte ectomycorhizée révèle la structure du manteau, véritable tissu fongique formé d'hyphe plus

---

<sup>1</sup> Les *Eumycota* ou les "vrais champignons" sont actuellement divisés en 5 groupes : les Basidiomycètes, les Ascomycètes, les Gloméromycètes, les Zygomycètes et les Chytridiomycètes (Leite, 2008).

ou moins différenciés et enchevêtrés selon l'espèce de champignon. Très schématiquement, on distingue des organisations de type plectenchyme (les hyphes forment un feutrage lâche et gardent leur morphologie propre) ou pseudoparenchyme (le tissu est plus dense, avec des hyphes à articles raccourcis et étroitement soudés les uns aux autres, et finit par ressembler à un vrai parenchyme végétal avec des cellules isodiamétriques). Immédiatement au-dessous du manteau, les cellules de la première assise du parenchyme cortical (qui constituaient l'épiderme ou rhizoderme de la racine avant la formation de l'ectomycorhize) sont mortes et remplies de substance polyphénolique brune de type tanin ; c'est pour cela que l'on parle de la couche de cellules à tanin. Le mycélium, qui émane de l'intérieur du manteau, s'insinue entre les cellules à tanin et colonise une seule (chez les Angiospermes) ou plusieurs (chez les Gymnospermes) assises de cellules saines du parenchyme cortical. Dans la zone de la racine courte ainsi colonisée, le mycélium ne pénètre pas dans les cellules de la plante, mais les enveloppe sur toutes leurs faces grâce à des ramifications serrées et porte le nom de réseau de Hartig<sup>2</sup>. Du fait de la grande surface de contact développée par l'hyper-ramification des hyphes fongiques autour des cellules végétales, le réseau de Hartig est une structure clé de la symbiose, puisque c'est là qu'ont lieu tous les échanges entre les deux partenaires. La partie externe du champignon, c'est-à-dire toutes les structures fongiques qui assurent le contact entre le sol et la racine et développent la grande surface requise pour une absorption efficace, est beaucoup plus diverse et souvent plus différenciée chez les ectomycorhizes que chez les autres types de mycorhizes. Selon l'espèce de champignon associé, il peut s'agir d'hyphes isolés ou le plus souvent agrégés entre eux de façon à former des mèches ou des cordons. Certains de ces cordons appelés rhizomorphes (ce qui signifie en forme de racine) peuvent présenter une structure interne complexe, être ramifiés et atteindre une longueur de plusieurs dizaines de centimètres, voire plusieurs mètres dans des sols sableux très meubles, explorant ainsi le sol à grande distance de l'ectomycorhize (Garbaye, 2013).

#### **4-1-3- Etablissement de la symbiose ectomycorhizienne**

La formation de l'ECM se traduit par de profondes modifications d'ordre morphologique, anatomique et physiologique de la racine (Martin *et al.*, 2001 ; Marmeisse *et al.*, 2004). La différenciation de cet organe nouveau résulte de plusieurs événements touchant les deux partenaires notamment l'agrégation des hyphes formant le manteau fongique, la disparition des poils absorbants, la multiplication des racines latérales l'allongement radial des cellules de

---

<sup>2</sup>A la mémoire du naturaliste allemand Theodor Hartig (1805-1880) qui l'avait parfaitement décrit, mais sans en deviner la nature fongique dès 1840 (Garbaye, 2013).

l'épiderme et la réorganisation du métabolisme des deux partenaires (Tagu *et al.*, 2001 ; Duplessis *et al.*, 2002). Garbaye (2013) note que la formation d'une ectomycorhize, commence par le contact d'un hyphes compatible avec la surface d'une racine courte à un stade de développement réceptif à la symbiose. Cet hyphes peut provenir de la germination d'une spore, de la reprise de croissance de fragments de champignon en survie dans de vieilles racines ou dans des fragments de matière organique colonisés, ou tout simplement appartenir au réseau mycélien émanant de racines voisines déjà mycorhizées. Dans tous les cas, l'hyphes a dû croître en direction de la racine, attiré par certains signaux moléculaires qu'elle émet. La phase suivante est la ramification et la colonisation de la surface de la racine.

#### **4-1-4- Les plantes à ectomycorhizes**

On estime qu'il y a environ 6.000 espèces de plantes terrestres qui peuvent former des ectomycorhizes (Taylor et Alexander 2005 ; Tedersoo *et al.*, 2010). Garbaye (2013) note que, les ectomycorhizes sont loin d'être représentatives de l'ensemble du monde végétal, elles n'en concernent même qu'une toute petite partie, estimée à environ 5% des plantes terrestres. Il s'agit pour l'essentiel de plantes ligneuses. Les espèces concernées appartiennent à un petit nombre de familles botaniques (Garbaye 2013) :

- les *Pinacées* (pins, mélèzes, épicéas, sapins, cèdres, tsugas, pseudotsugas) ;
- les *Fagacées* (hêtres, chênes, châtaigniers) ;
- les *Bétulacées* (bouleaux, aulnes, charmes, noisetiers) ;
- les *Salicacées* (saules, peupliers) ;
- les *Tiliacées* (tilleuls) ;
- les *Juglandacées* (noyers, caryas, pterocaryas) ;
- les *Myrtacées* (eucalyptus, melaleucas) ;
- les *Casuarinas* (casuarinas, filaos) ;
- les *Cistacées* (arbrisseaux méditerranéens) ;
- certaines familles tropicales, dont les *Césalpinacées*, *Gnétacées*, *Mimosacées* (acacias australiens), *Polygonacées*, *Euphorbiacées*, *Diptérocarpacées*.

Cette énumération montre clairement que les ectomycorhizes concernent avant tout les arbres des régions boréales (Taïgas canadienne, scandinave et sibérienne à pins, épicéas et mélèzes), des forêts de montagne (sapins, épicéas, mélèzes, hêtres) et des forêts des plaines de la zone tempérée de l'hémisphère nord (chênes, hêtres, peupliers, tilleuls, charmes, noisetiers, etc.)

(Garbaye, 2013). La symbiose ectomycorhiziens revêt donc un grand intérêt par sa large répartition géographique et la nature des plantes impliquées. La plupart des arbres à ECM possèdent aussi des MA et/ou plus rarement des ectendomycorhizes. Par exemple, dans les genres *Eucalyptus*, *Helianthemum* et *Quercus*, les MA sont dominantes sur les jeunes plants alors que les ECM sont surtout sur les arbres adultes (Read *et al.*, 1977 ; Egerton-Warburton et Allen, 2001 ; Dos Santos *et al.*, 2002). Ces deux types de mycorhizes peuvent parfois coexister sur le même apex racinaire (Lapeyrie et Chilvers, 1985 ; Thoen et Bâ, 1989 ; Moyersoen et Fitter, 1999). D'un point de vue fonctionnel, la double symbiose a un effet additif sur la croissance chez *Alnus* et *Uapaca* (Fraga-Bedddiar et le Tacon, 1990 ; Ramanankierana *et al.*, 2007) ou peut avoir un effet inhibiteur sur la croissance chez *Quercus* à cause du coût énergétique que cela représente pour la plante hôte (Egerton-Warburton et Allen, 2001).

#### 4-1-5- Spécificité des hôtes

Dans les écosystèmes forestiers, une espèce d'arbre peut héberger plusieurs espèces de champignons, et une espèce de champignon peut coloniser plusieurs espèces d'arbres (Molina *et al.*, 1992 ; Taylor *et al.*, 2000 ; Dahlberg, 2001 ; Bruns *et al.*, 2002). La symbiose ectomycorhizienne est en effet remarquable par sa faible spécificité entre partenaires et par sa grande diversité fongique. Par exemple, le chêne sessile (*Quercus petraea*) peut être colonisé par plusieurs dizaines d'espèces fongiques (Diédhionet *et al.*, 2010a). Néanmoins, il existe quelques exceptions comme l'aulne, dont la spécificité est limitée à une dizaine de champignons et *Pisonia grandis* (*Nyctaginaceae*), seul exemple de plante photosynthétique (arbre), qui montre une spécificité très étroite avec quelques espèces ectomycorhiziennes de *Thelephora* (Chambers *et al.*, 1998 ; Tedersoo *et al.*, 2009).

Il existe différents niveaux de spécificité des champignons vis-à-vis de leurs hôtes dans la symbiose ectomycorhizienne (Trappe, 1977 ; Molina *et al.*, 1992 ; Newton et Haigh, 1998 ; Den Bakker *et al.*, 2004).

- On trouve des espèces de champignons ectomycorhiziens qui manifestent une préférence, voire une spécificité étroite vis-à-vis de leurs plantes hôtes. Elles sont qualifiées de spécialistes. Par exemple, *Lactarius deliciosus*, *L.deterrimus* et *L.salmonicolor* sont spécifiques respectivement de *Pinus sylvestris*, *Picea abies* et *Abies alba* (Giollant *et al.*, 1993).

- Des champignons ectomycorhiziens présentent une spécificité étroite vis-à-vis d'un genre ou d'une famille de plantes. Par exemple, *Rhizopogon* spp. et *Suillus* sont des champignons exclusivement associés 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 champignons ectomycorhiziens ont au contraire des gammes d'hôtes larges, ils sont qualifiés de généralistes. C'est le cas des champignons, tels que *Pisolithus tinctorius*, *Scleroderma verrucosum*, *Thelephora terrestris*, *Paxillus involutus* et *Amanita muscaria* (Trappe, 1962 ; Sanon *et al.*, 2009).

Au sein d'un même genre de champignons ectomycorhiziens, on trouve des espèces spécialistes et des espèces généralistes. Par exemple, le genre *Paxillus* comprend des espèces généralistes et des espèces spécialistes inféodées à l'aulne (Hedh *et al.*, 2008).

Quoi qu'il en soit, la spécificité des hôtes des champignons ectomycorhiziens *in situ* est moins large qu'elle ne l'est *in vitro*. Un champignon est capable de faire des ECM *in vitro* avec un grand nombre de plantes hôtes au voisinage desquelles il ne fructifie pas ou ne forme pas d'ECM *in situ* (Malajczuk *et al.*, 1982 ; Molina et Trappe, 1994). Cette réduction du spectre d'hôtes *in situ* résulte de facteurs abiotiques (ex. température) et/ou biotiques (statut précoce ou tardif des champignons, compétition entre champignons, micro-organismes auxiliaires ou antagonistes) (Kabré, 1982 ; Mason *et al.*, 1983 ; Garbaye *et al.*, 1988 ; Bâ *et al.*, 1991 ; Duponnois et Garbaye 1991a).

#### **4-2- Les endomycorhizes arbusculaires**

Les endomycorhizes arbusculaires constituent le type de symbiose entre les plantes et les champignons de loin le plus répandu et le plus ancien, puisqu'il est apparu avec les toutes premières plantes terrestres, qui ont commencé à coloniser la terre ferme, il ya 400 à 500 millions d'années et qu'il concerne environ 80% des plantes actuelles connues (Garbaye, 2013).

Le terme arbusculaire se réfère à une structure microscopique unique que développent ces champignons dans les cellules corticales des racines. Chez ce type de mycorhize, le champignon ne cherche pas à envelopper les cellules de l'hôte, comme c'est le cas avec les ectomycorhizes, mais y pénètre de façon subtile, sans trop en perturber les structures (Fortin

*et al.*, 2008). Une fois qu'il a pénétré dans la racine, le champignon différencie des filaments qui produisent des vésicules intra ou intercellulaires, dans les couches périphériques, et des arbuscules, dans les cellules corticales plus profondes. Dans tous les cas, les hyphes traversent la paroi végétale (Duhoux et Nicole, 2004).

#### **4-2-1- Les champignons endomycorhiziens**

Les champignons responsables des endomycorhizes arbusculaires appartiennent tous à la classe des Gloméromycètes, dans laquelle on a actuellement décrit environ 250 espèces distribuées dans quatre ordres, onze familles et dix-sept genres. Tous ces champignons partagent un caractère commun très particulier qui les différencie de la plupart des autres lignées de ce règne : l'absence de cloisons divisant les hyphes en cellules distinctes. Un gloméromycète est donc un réseau de filament constituant une cellule géante unique, réseau dans lequel circulent librement les ressources nutritives et des noyaux haploïdes, mais différents les uns des autres et contenant donc des informations génétiques diverses. Du fait de cette extrême diversité interne et de leur plasticité génétique et fonctionnelle, les champignons endomycorhiziens arbusculaires sont capables de transporter rapidement des éléments nutritifs dans l'ensemble du réseau, entre le sol et la plante hôte ou entre différentes plantes hôtes, puisqu'il n'y a pas les barrières des cloisons, et de s'adapter à des situations variées, du fait de la diversité de leur matériel génétique reconfigurable en permanence. On ne connaît aucune forme de sexualité chez les Gloméromycètes. Ils se propagent donc végétativement principalement par de grosses spores (Garbaye, 2013).

#### **4-2-2- Morphologie et établissement des endomycorhizes arbusculaires**

Après la germination de la spore et la formation d'un tube germinatif, l'hyphé qui en résulte entre en contact avec la racine de la plante hôte et différencie un appressorium. A son tour, l'appressorium différencie un hyphé d'infection qui s'insinue entre les cellules épidermiques et corticales de la racine où des structures d'échanges (arbuscules) et de réserves (vésicules) se développent. Néanmoins, la formation de vésicules n'est pas observée chez tous les groupes développant ce type de symbiose. Des spores sont également différenciées dans le sol et dans les racines, et sont utilisées comme structure de référence pour l'identification morpho-anatomique des espèces. L'infection par les endomycorhizes ne modifie pas la morphologie globale des racines (Smith et Read, 1997). Le champignon mycorhizien arbusculaire développe dans le sol une phase dite extra-radical, qui s'étend en un réseau

mycélien et envahit le sol adjacent, dans toutes les directions. Ce mycélium de très fine dimension offre une surface considérable de contact avec le sol (Fortin *et al.*, 2008).

#### **4-2-3- Les plantes à endomycorhizes arbusculaires**

Les endomycorhizes sont observées chez la plupart des groupes systématiques des plantes terrestres. De nombreux Angiospermes, mais également des Gymnospermes, des fougères, des lycopes et des bryophytes développent des endomycorhizes (Duhoux et Nicole, 2004). Certains groupes de plantes possèdent à la fois des endomycorhizes et un autre type de mycorhizes. C'est en particulier le cas de beaucoup d'arbres à ectomycorhizes comme les aulnes, les peupliers, les saules ou les eucalyptus (Garbaye, 2013).

#### **4-3- Les ectendomycorhizes**

Certains arbres Gymnospermes typiquement à ectomycorhizes, comme les épicéas, le douglas et surtout les pins et les mélèzes, portent aussi un autre type de mycorhizes lors de leur stade juvénile, appelé ectendomycorhize. Ce qui signifie que le champignon est à la fois à l'extérieur et à l'intérieur des cellules de la racine. Le champignon colonise la surface des racines courtes, forme un manteau, pénètre entre les cellules du cortex et constitue un réseau de Hartig. Cependant, l'analogie avec les ectomycorhizes s'arrête là, car le manteau n'existe pas toujours et est de toute façon lâche et peu différencié, et surtout un fait nouveau survient : les hyphes du réseau de Hartig émettent des branches qui perforent les parois des cellules végétales. Une fois à l'intérieur de la cellule, les hyphes se ramifient et prennent une forme contournée jusqu'à occuper toute la cellule. Les ectendomycorhizes cohabitent avec des ECM typiques et disparaissent complètement, dès que les arbres ont plusieurs années d'âge, pour laisser la place à une grande diversité d'ectomycorhizes (Garbaye, 2013).

#### **4-4- Les autres types de mycorhizes**

##### **4-4-1- Les mycorhizes arbutoïdes**

Ce type de symbiose mycorhizienne ne se rencontre que chez deux sous-familles de plantes de la famille des *Ericacées* (ordre des *Ericales*) : les *Ericoïdées* et les *Pyroloïdées*, qui sont d'ailleurs phylogénétiquement très proches (Garbaye, 2013). Les espèces concernées peuvent être herbacées (comme les piroles), ligneuses buissonnantes (comme les raisins d'ours) ou arborescentes (comme certains arbousiers). Extérieurement, rien ne distingue une mycorhize

arbutoïde d'une ECM typique, si ce n'est que le manteau peut parfois être extrêmement tenu. Le siège de cette symbiose est une racine courte, et la diversité de forme générale, de ramification, de couleur et de texture du manteau est la même que chez les ectomycorhizes. L'observation au microscope de coupes de mycorhizes arbutoïdes montre aussi un réseau de Hartig, mais comme chez les ectomycorhizes, les hyphes de ce réseau émettent des branches latérales, qui perforent la paroi de certaines cellules du cortex racinaire, à l'intérieur desquelles elles prolifèrent en repoussant la membrane jusqu'à former un amas dense de mycélium.

#### **4-4-2- Les mycorhizes éricoïdes**

Les mycorhizes éricoïdes se trouvent chez les 3500 espèces environ de plantes de la grande famille des *Ericacées* (Garbaye, 2013). Les mycorhizes éricoïdes sont limitées à la famille des *Ericaceae*, et plus particulièrement aux quatre sous-familles *Ericoideae*, *Cassiopoideae*, *Vaccinoideae* et *Styphelioideae* (Gianinazzi-Pearson, 2012).

Les espèces de ces sous-familles sont presque toutes des petits arbustes et arbrisseaux, qui colonisent les sols les plus pauvres. Elles sont toutes caractérisées par des racines qui présentent une morphologie particulières ; elles sont extrêmement fines et avec une seule couche de cellules épidermiques autour du cylindre central contenant le faisceau conducteur. Lors du processus de formation d'une mycorhize éricoïde, le champignon symbiotique se présente d'abord sous forme d'un réseau lâche de filaments qui colonise la surface de la racine et le sol proche. Certains de ces filaments produisent ensuite une seule branche latérale, qui pénètre une cellule de l'épiderme en traversant la paroi. Le filament fongique se ramifie alors et s'enroule sur lui-même de façon à former une petite pelote qui finit par occuper presque entièrement le volume de la cellule (Garbaye, 2013).

#### **4-4-3- Les mycorhizes monotropoïdes**

Les monotropes (*Monotropa* spp.) constituent la sous-famille des Monotropoïdées à l'intérieur de la grande famille des *Ericacées* (Garbaye, 2013). Les monotropes sont incapables de photosynthèse puisque dépourvus de chlorophylle. Ils sont strictement myco-hétérotrophes et ils partagent des champignons symbiotiques mycorhiziens avec les arbres. Ces champignons forment des ectomycorhizes sur les racines des arbres et des mycorhizes particulières, appelées monotropoïdes, conduisant ainsi les produits de la photosynthèse des arbres vers les monotropes.

La morphologie des mycorhizes monotropoïdes est très proche de celle des ectomycorhizes, des ectendomycorhizes et des mycorhizes arbutoïdes, un manteau fongique recouvre les extrémités très ramifiées des racines, la seule différence étant que les racines des monotropes sont beaucoup plus grosses que celle des plantes ligneuses. Ces grosses racines charnues contiennent aussi de nombreuses racines fines appartenant aux arbres voisins (Pins et autres conifères). Cependant, sous ce manteau, il n'y a pas de réseau de Hartig proprement dit, seulement des hyphes du manteau qui s'insinuent entre les cellules les plus externes du parenchyme cortical. Mais, c'est au niveau de ces hyphes qu'on observe les structures spécifiques caractéristiques des mycorhizes monotropoïdes : des protubérances en forme de doigt qui s'enfoncent dans la paroi des cellules végétales mais sans la traverser et sans s'allonger. Une nouvelle paroi composite plante-champignon se forme et constitue l'interface d'échange symbiotique (Garbaye, 2013).

#### **4-4-4- Les mycorhizes orchidoïdes**

Ce type de symbiose mycorhizienne est nommé orchidoïde, du fait qu'il est parfaitement circonscrit aux plantes de la famille des *Orchidacées*, communément appelées orchidées. Malgré une grande diversité de forme et d'adaptation écologique, les orchidées présentent toutes quelques points communs, dont l'un n'est pas sans rapport avec leur statut mycorhizien : il s'agit de leurs graines minuscules dont la germination est impossible sans l'aide d'un champignon.

La première phase de développement de ces graines donne naissance à une masse ovoïde de cellules, appelée protocorme. Dès le stade protocorme, la symbiose s'installe, et les structures formées par le champignon symbiotique dans le protocorme et celles formées dans les racines ou même les rhizomes de la plante développée sont considérées comme mycorhize orchidoïde. Ces structures sont typiquement endomycorhiziennes, c'est-à-dire qu'aucun mycélium ne recouvre les tissus de la plante, mais que les filaments fongiques entrent directement dans le protocorme ou dans la racine à partir d'un réseau établi dans le sol et progressent entre les cellules. Ils pénètrent alors dans les cellules et y forment une structure tridimensionnelle complexe appelé peloton, constitué d'un enchevêtrement serré de boucles parfois reliées entre elles par des ponts (Garbaye, 2013).

#### **4-5- Les pseudomycorhizes à endophytes bruns cloisonnés**

Il est fréquent de rencontrer d'autres types de structures qui partagent les caractères suivants : mycélium cloisonné stérile, de couleur brune, courant à la surface de la racine puis s'insinuant entre les cellules et enfin pénétrant et traversant ces cellules à l'intérieur desquelles le mycélium se différencie en masse de petites sphères à paroi épaissie, dont on ignore la fonction. Faute d'une réelle compréhension de sa signification biologique, ce type de colonisation des racines par un champignon a été provisoirement et prudemment nommé pseudomycorhizes à endophytes bruns cloisonnés ou plus simplement pseudomycorhizes (Garbaye, 2013).

#### **5- Le rôle écologique des mycorhizes dans les écosystèmes forestiers**

Le rôle majeur des mycorhizes est le prélèvement et le transport vers la plante des éléments nutritifs très peu mobiles dans le sol, principalement le phosphore (Rhodes et Gerdemann, 1975 ; Bolan, 1991 ; Gianinazzi et Schüepp, 1994 ; Smith et Read, 1997 ; Duponnois *et al.*, 2005 a ; Lambers *et al.*, 2008). En effet, selon le pH du sol, cet élément se retrouve en grande partie associé au fer, à l'aluminium, ou au calcium sous des formes de phosphates difficilement disponibles pour les plantes (Hinsinger, 2001). L'exploration d'un plus grand volume de sol et la possibilité de solubilisation des minéraux primaires par les mycorhizes devraient ainsi permettre une meilleure nutrition phosphatée des plantes (Manjunath *et al.*, 1989 ; Smith et Read, 1997 ; Landeweert *et al.*, 2001). Cette amélioration de l'acquisition des nutriments inorganiques par les mycorhizes concerne également les éléments suivants : N, K, Mg, Na, S, B, Br, Cl, Cn, Cr, Cs, Co, Fe, Mo, Mn, Ni, Si, Zn (Smith et Read, 1997 ; Caris *et al.*, 1998 ; Duponnois et Bâ, 1999 ; He et Nara, 2007).

Par ailleurs, il a été démontré que les associations mycorhiziennes pouvaient jouer un rôle significatif dans la décomposition et la minéralisation des matières organiques végétales et mobiliser les nutriments au bénéfice de la plante hôte (Tarafdar et Rao, 1997 ; Pare *et al.*, 2000 ; Hodge *et al.*, 2001 ; Gobat *et al.*, 2003 ; Lambers *et al.*, 2008).

La symbiose mycorhizienne permet aussi à la plante d'améliorer son régime hydrique grâce au réseau ectomycorhizien (ex. hyphes, cordons mycéliens, rhizomorphes) qui augmente la surface de contact entre sol et le système racinaire (Duddridge *et al.*, 1980 ; Garbaye et Guehl,

1997 ; Smith et Read , 2008 ; Warren *et al.*, 2008). Le réseau ectomycorhizien (ex. rhizomorphes) est souvent considéré comme une voie de moindre résistance pour le déplacement de l'eau, car il diminue considérablement la résistance aux flux des solutés entre le sol et la plante (Safir *et al.*, 1971). Des études morphologiques ont révélé que les structures mycéliennes sont adaptées aux mouvements de l'eau entre le champignon et la plante (Brownlee *et al.*, 1983). Par exemple, les rhizomorphes sont formés d'hyphes dont la structure (peu cloisonnée) et le diamètre (6 à 20 micromètres) sont comparables à ceux des vaisseaux du xylème des végétaux supérieurs, ce qui permet aux hyphes d'être de bons conducteurs d'eau (Duddridge *et al.*, 1980). Dans le manteau dépourvu d'éléments conducteurs, l'eau emprunte le symplasma et parfois l'apoplasme pour atteindre ensuite le cytoplasme des cellules racinaires (Leake *et al.*, 2004). Dans des sols à faible potentiel hydrique, les hyphes sont capables d'abaisser suffisamment leur potentiel osmotique pour s'alimenter en eau au bénéfice de la plante. La symbiose ectomycorhizienne est également impliquée dans des mécanismes de contrôle de la régulation stomatique et de l'ajustement osmotique de la plante (Cromer, 1935 ; Davet, 1996). Les améliorations induites par la symbiose dans la gestion de l'eau pour la plante ne se limitent pas seulement à son approvisionnement, car les ECM sont aussi directement impliquées dans la tolérance de la plante à la sécheresse et à la salinité (Bandou *et al.*, 2006).

La salinité provoque un double stress hydrique et ionique sur les plantes. Par exemple, le champignon ectomycorhizien *Scleroderma bermudense* aide le Raisinier bord de mer (*Coccoloba uvifera*) à mieux se préserver des éléments toxiques ( $\text{Na}^+$  et  $\text{Cl}^-$ ) en ayant un rôle de filtre, tout en améliorant dans le même temps le potentiel hydrique foliaire (Bandou *et al.*, 2006).

De nombreux autres résultats indiquent, par ailleurs, un effet bio-protecteur des mycorhizes : réduction ou même inhibition de l'effet négatif de certains agents phytoparasitaires (Smith, 1987 ; Duponnois *et al.*, 1993 ; Duponnois et Cadet, 1994 ; Newsham *et al.*, 1995 ; Azcon-Aguilar et Barea 1996 ; St-Arnaud *et al.*, 1997) et une meilleure survie des plantes mycorhizées sur les sols pollués par les éléments traces métalliques ou par les hydrocarbures aromatiques polycycliques (Leyval *et al.*, 1997 ; Khan *et al.*, 2000 ; Rufyikiri *et al.*, 2000 ; Leyal et Joner 2001 ; Joner et leyval, 2003).

De même, une nette amélioration de la structure du sol a souvent été notée en présence de mycorhizes. Le vaste réseau d'hyphes extramatriciels et la libération dans le sol par les hyphes mycorhiziens d'une glycoprotéine, la glomaline entraîneraient une meilleure stabilisation du sol par la formation d'agrégats beaucoup plus stables (Tisdall et Oades, 1979 ; Smith et Read, 1997 ; Wright et Upadhyaya, 1998 ; Rillig et Steinberg, 2002 ; Lovelock *et al.*, 2004 ; Rillig et Mummey, 2006).

Les associations mycorhiziennes jouent également un rôle clef dans le fonctionnement et la stabilité des écosystèmes terrestres en intervenant fortement dans les relations plantes-plantes. En effet, l'existence d'arbres adultes supportant déjà des structures mycorhiziennes a été décrite comme un moyen très efficaces dans l'établissement des jeunes plantes, en favorisant notamment l'infection de ces jeunes plantes par les champignons mycorhiziens, donc leur survie (Newman, 1988 ; Simard et Durall, 2004). En outre, les champignons mycorhiziens favorisent la coexistence entre plusieurs espèces végétales, améliorant ainsi la productivité et la biodiversité végétale dans ces écosystèmes (Van der Heijden *et al.*, 1998 a, b ; Gobat *et al.*, 2003 ; Hart *et al.*, 2003 ; Silvertown, 2004 ; Sanon *et al.*, 2006 ; Kisa *et al.*, 2007).

Des auteurs ont même suggéré une translocation de métabolites via un pont mycélium créé par le réseau d'hyphes connectant plusieurs plantes de la même et d'espèces différentes (Smith et Read, 1997 ; Robinson et Fitter, 1999 ; Gobat *et al.*, 2003 ; Yao *et al.*, 2003 ; Simard et Durall, 2004). Enfin, l'organisme hétérotrophe reçoit environ 10 à 20% des substances carbonées primaires (glucose et fructose) produites par la plante lors de la photosynthèse. Les composés carbonés prodigués au champignon seront un élément indispensable à son activité et sa croissance (Smith et Read, 1997 ; Treseder et Allen, 2000).

## **6- Principaux facteurs influençant la diversité des communautés mycorhiziennes**

Les communautés mycorhiziennes sont d'une grande richesse en espèces, et le défi actuel est de mieux connaître la diversité génétique et fonctionnelle des communautés et des populations de champignons mycorhiziens, ainsi que l'évolution de cette diversité dans différents écosystèmes (Fiore-Donno, 2001). La composition spécifique des communautés est clairement liée au milieu, et, tout comme celui-ci, évolue au cours du temps. Les mécanismes biotiques et abiotiques, partiellement élucidés, qui contrôlent la diversité et son évolution sont nombreux ; de plus, il faut distinguer des échelles spatiales de la diversité globale, régionale et

au niveau d'une racine (Bruns, 1995). L'interprétation à différents échelles de paramètres multiples suffit certainement à justifier que les processus qui maintiennent une diversité mycorhizienne très élevée en forêt soient en partie encore inconnus.

La figure (1), illustre l'ensemble de ces facteurs d'après Fiore-Donno (2001).

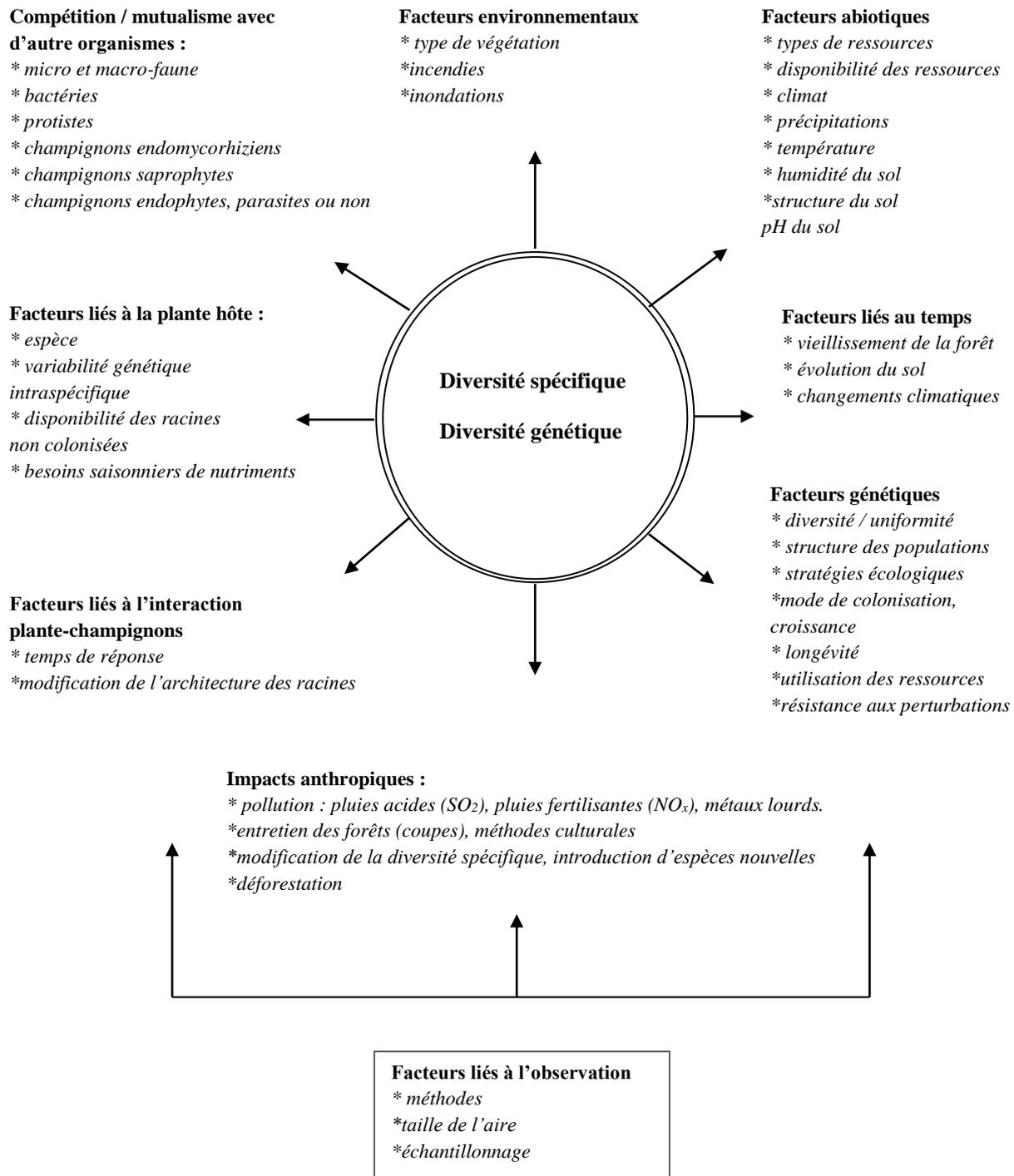


Figure 1. Principaux facteurs qui déterminent la diversité des communautés et populations des champignons ectomycorhiziens. (Fiore-Donno, 2001).

## 7- Gestion durable du potentiel infectieux mycorhizogène (PIM) des sols

Une gestion appropriée de la biodiversité microbienne tellurique pourra concourir aussi bien à l'amélioration de la performance des plantes vis-à-vis des stress environnementaux qu'à la fertilité et à la qualité des sols (Barea et Jeffries, 1995 ; Requena *et al.*, 2001). Dans ce contexte, les champignons mycorhiziens apparaissent comme un outil biologique d'un grand intérêt pour améliorer la croissance des plantes, qu'elles soient spontanées ou cultivées, et restaurer les sols (Bethlenfalvay et Schupp, 1994 ; Johansson *et al.*, 2004 ; Cardoso et Kuyper, 2006 ; Gentili et Jumpponen, 2006). Le potentiel infectieux mycorhizogène (PIM) d'un sol représente ainsi sa richesse en propagules mycorhiziennes sous forme de spores, de mycélium et de fragments de racines portant des structures mycorhiziennes et susceptibles d'initier chez les plantes, la formations d'associations mycorhiziennes (Plenchette *et al.*, 1989).

La restauration d'un PIM acceptable dans un sol pourra alors passer par deux principales stratégies :

(i) *la gestion du potentiel mycorhizien endogène au travers d'espèces végétales très mycotrophes* : il s'agira de favoriser l'établissement d'espèces végétales, natives notamment, capables d'accroître le stock endogène de propagules mycorhiziennes (Duponnois *et al.*, 2001a ; Azcon-Aguilar *et al.*, 2003). En effet, il a été établi que le réseau d'hyphes en particulier, mis en place entre plantes constitue une source potentielle et efficace d'inoculum mycorhizien dans les systèmes sols-plantes (Requena *et al.*, 1996, 2001 ; Azcon-Aguilar *et al.*, 2003).

(ii) *l'inoculation préalable des plantes par des symbiotes fongiques sélectionnés avant leur mise en terre, dans le cas des sols fortement perturbés et dégradés caractérisés par des PIM très bas*. Cette technique permet d'améliorer la survie et la croissance des plantes par une meilleure nutrition hydrique et minérale, et de reconstituer le PIM du sol (Herrera *et al.*, 1993 ; Estaun *et al.*, 1997 ; Duponnois *et al.*, 2005b). Cependant, il faudra bien noter que la réponse d'une plante à la mycorhization dépendra d'un certain nombre de facteurs dont, entre autres, la souche fongique en présence (Plenchette *et al.*, 1982 ; Miller *et al.*, 1985 ; Van der Heijden *et al.*, 1998a) et le niveau de dépendance mycorhizienne de la plante hôte est fortement lié à la fertilité du sol (Janos, 1980 ; Plenchette *et al.*, 1983 ; Brundrett, 1991 ; Smith et Read, 1997). Même si la relation plante-champignon semble peu spécifique, de

fortes variabilités existeraient dans la réponse à cette association en regard de la diversité des symbiotes (Douds et Millner, 1999 ; Daniell *et al.*, 2001 ; Vandenkoornhuyse *et al.*, 2002 ; Hart *et al.*, 2003 ; Sanders, 2003).

## **8-Le pin noir du Maghreb (*Pinus nigra* subsp. *mauretunica* (Maire et Peyerimh.) Heywood)**

### **8-1- Répartition géographique du pin noir**

Le pin noir (*Pinus nigra*) constitue une des essences majeures des forêts méditerranéennes, où il occupe environ 3.500.000 ha (Le Houérou, 1981 ; Isajev *et al.*, 2011). Le pin noir est présent sur 3 continents (Europe, Asie et Afrique) et dans 13 pays (Gerber, 1989 ; Gerber *et al.*, 1995). D'après Roman Amat (1984), cette espèce est répartie sur toute la bordure septentrionale du bassin méditerranéen, de l'Espagne à la Turquie orientale (Espagne, France, Italie, Autriche, ex-Yougoslavie, Bulgarie, Albanie, Roumanie, Grèce, Turquie, Crimée) et, localement, dans les montagnes de l'Atlas en Afrique du Nord (Maroc, Algérie) (figure 2) :

- en longitude, elle s'étale du Rif au Maroc jusqu'aux rivages orientaux de la mer noire, soit sur près de 7500 km;
- en latitude, elle est rencontrée depuis le Djurdjura en Algérie jusqu'à Vienne en Autriche, soit sur 3200 km environ.

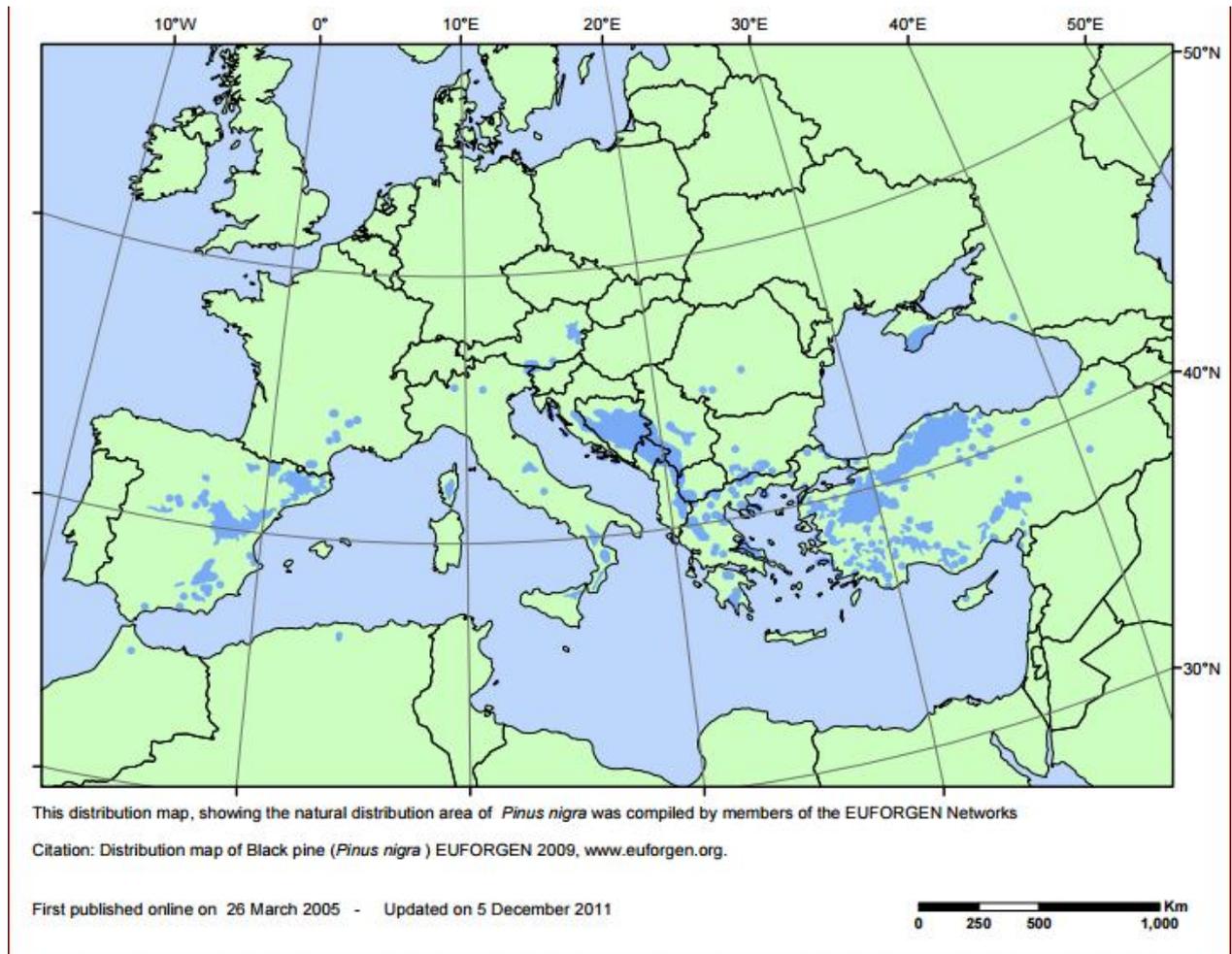


Figure 2. Carte de répartition naturelle du pin noir (*Pinus nigra*) (Euforgen, 2009)

L'aire native de répartition de l'espèce *Pinus nigra* - toutes sous-espèces confondues - va de 5° de longitude Ouest au Maroc et en Espagne, jusqu'à l'est de la Turquie à environ 40° de longitude Est et de 35° de latitude Nord au Maroc et à Chypre, jusqu'à 48° de latitude Nord dans le nord-est de l'Autriche et 45° de latitude Nord en Crimée (Critchfield et Little, 1966). Actuellement, l'espèce *Pinus nigra* présente une aire très morcelée. Les peuplements sont d'une étendue très variable, de quelques hectares en Algérie à plusieurs milliers d'hectares en Espagne.

## 8-2- Aspects taxinomique et chorologique

D'après la classification phylogénétique des plantes à fleurs de l'Angiosperm Phylogeny Group III, la systématique du pin noir est comme suit :

([https://fr.wikipedia.org/wiki/Pinus\\_nigra](https://fr.wikipedia.org/wiki/Pinus_nigra))

Règne : *Plantae*  
Sous-règne : *Tracheobionta*  
Division : *Coniferophyta*  
Classe : *Pinopsida*  
Ordre : *Pinales*  
Famille : *Pinaceae*  
Genre : *Pinus*  
Espèce : *Pinus nigra* Arnold

Du point de vue taxinomique, le groupe des pins noirs (*Pinus nigra* Arn.) est une espèce collective, dont l'aire est circumméditerranéenne (Quézel, 1980). En fonction de la répartition géographique (figure 3) et des caractères morphologiques, souvent délicats à reconnaître, on distingue six taxons disjoints, souvent considérés comme des sous-espèces (Quézel, 1980 ; Quézel et Médail, 2003), bien qu'il n'y ait pas de consensus définitif sur sa taxinomie (Isajev *et al.*, 2011):

- subsp. *mauretanica* (Maire et Peyerimh.) Heywood, endémique nord-africaine, est présente sur le Rif calcaire, ainsi que sur le revers méridional du Djurdjura, où il ne couvre que quelques hectares en montagne (Isajev *et al.*, 2011). En Algérie, cet arbre n'a été découvert qu'en 1922 et ce n'est qu'en 1927 que sa spontanéité dans le massif de Tikjda (Djurdjura) a été prouvée définitivement par Maire et Peyerimhoff ;
- subsp. *salzmannii* (Dunal) Franco, est largement répartie en Espagne orientale, de l'Andalousie aux Pyrénées, où il couvre de vastes zones (plus de 350 000 ha) (Isajev *et al.*, 2011) ; également présent dans les Cévennes en France ;
- subsp. *laricio* (Poiret) Maire, abondante en Corse, sur plus de 22 000 ha (Isajev *et al.*, 2011), et également présente en Italie du sud (Calabre) et sur l'Etna (Sicile) ;
- subsp. *nigra* (inclus *P.austriaca* Höss et *P.nigricans* Host) réunit les populations autrichiennes, celles des Alpes orientales et de l'Apennin central (Italie), jusqu'en Albanie et Grèce septentrionale, à travers les montagnes des Balkans, couvrant plus de 800 000 ha (Isajev *et al.*, 2011) ;
- subsp. *dalmatica* (Vis.) Franco, se localise en Croatie, dans quelques îles du littoral dalmate et sur le versant sud des Alpes Dinariques ;

- subsp. *pallasiana* (Lamb.) Holmboe, réunit les vastes peuplements de Grèce péninsulaire et d'Anatolie méditerranéenne (Turquie, où il couvre 2.5 millions d'hectares), probablement jusqu'à la Bulgarie et en quelques localités de Crimée et à Chypre (Isajev *et al.*, 2011).

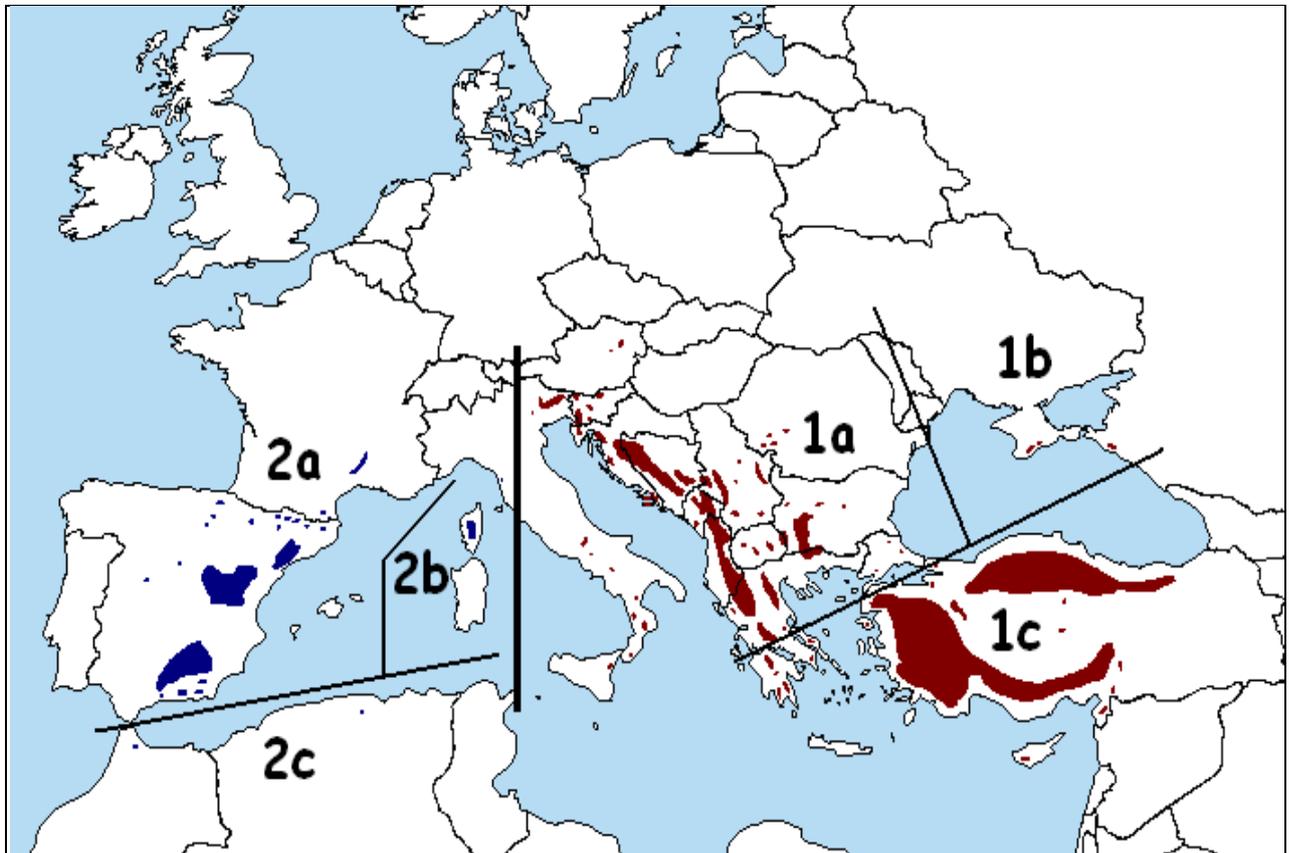


Figure 3. Répartition géographique des sous-espèces et variétés du pin noir

[https://commons.wikimedia.org/wiki/File:Pinus\\_nigra\\_map.png](https://commons.wikimedia.org/wiki/File:Pinus_nigra_map.png)

- groupe oriental avec un hypoderme des feuilles épais: 1a : subsp. *nigra* var. *nigra*, 1b: subsp. *nigra* var. *pallasiana*, 1c: subsp. *nigra* var. *caramanica* ;
- groupe occidental avec un hypoderme des feuilles fin : 2a: subsp. *salzmannii* var. *salzmannii*, 2b: subsp. *salzmannii* var. *corsicana*, 2c: subsp. *salzmannii* var. *mauretana*.

Cette complexité taxinomique s'accompagne d'une grande variabilité biochimique et génétique, comme l'ont montré divers travaux (Arbez et Millier, 1971 ; Bonnet-Masimbert et Bikay-Bikay, 1978 ; Scatsoyiannes *et al.*, 1994 ; Bojovic, 1995 ; Rafii *et al.*, 1996).

### **8-3- Aspect écologique**

La signification écologique du pin noir est actuellement bien connue grâce, en particulier, aux travaux de Debazac (1964), Quézel (1980), Mayer (1984), Regato *et al.*, (1995), Barbero *et al.* (1998) et Meddour (2010).

Du point de vue bioclimatique et altitudinal, les exigences du pin noir varient en fonction de ses sous-espèces. Il est toutefois globalement préférentiel de l'étage montagnard-méditerranéen. Les sous-espèces occidentales se révèlent les plus plastiques, puisque les populations nord-africaines, ibériques et corses occupent au moins partiellement le supra méditerranéen en bioclimat humide. Du point de vue dynamique, le pin noir présente des situations variables. Au méso- et supra- méditerranéens, il peut constituer des formations de type paraclimacique et s'intégrer dans les séries dynamiques des chênes caducifoliés surtout et même localement des chênes sclérophylles. Au montagnard-méditerranéen, associé à diverses autres essences (cèdre, sapins méditerranéens surtout), ses peuplements représentent des structures stables sans doute proches de la végétation potentielle. Le pin noir constitue assez fréquemment la limite supérieure des forêts, notamment en Espagne, en Corse et en Grèce (Quézel et Médail, 2003).

Le substrat ne paraît pas jouer un rôle a priori déterminant, puisque en fonction des localisations, le pin noir est présent sur calcaire et dolomies (le plus souvent), sur roches éruptives, sur roches vertes ou sur flysch (Quézel et Médail, 2003). En Algérie et au Maroc, le pin noir évolue sur substrat calcaro-dolomitique (Belin *et al.*, 1947 ; M'Hirit, 1982 ; Benabid, 1984). Selon Benmouffok (1995, 1996), à Tigounatine, cette espèce se trouve sur des rendzines autochtones, riche en matière organique et repose sur des calcaires dolomitiques. L'une de ses sous-espèces, le Pin de Salzmann - en raison de sa résistance à la sécheresse - fait l'objet d'études, de la part de l'INRA de France, qui essaie de le valoriser dans le contexte du réchauffement climatique (Fady *et al.*, 2008).

### **8-4- Aspects biologique et dendrométrique du pin noir au Djurdjura**

On trouve le pin noir sur le versant sud du Djurdjura, en trois populations de taille très inégale et distante de 1.2 à 1.5 km, l'une de l'autre (Asmani, 2003 ; Derridj *et al.*, 2011) : 11 individus à Tikjda, dont 4 ont brûlé durant le feu du mois d'août 2000 et 20 individus à Taouielt et quelques centaines d'individus à Tigounatine (Asmani, 2003 ; Derridj *et al.*, 2011).

Le recensement du nombre d'individus du peuplement de Tigounatine varie selon les auteurs : 342 arbres matures (Chalabi, 1980), 407 arbres (Asmani, 1993, 2003) et 445 arbres y compris les jeunes individus recensés en juin 2007 (Mihoubi & Seddiki, 2007 *in* Derridj *et al.*, 2011). Enfin, il convient de signaler une plantation de 40 arbres introduits à Tala Rana, à l'est de Tikjda, sur le revers sud du Djurdjura (1 200 m d'altitude environ) (Meddour *et al.*, 2011).

L'inventaire pied par pied des arbres du peuplement de Tigounatine en 1993 montre les caractéristiques suivantes (Asmani, 2003) (figure 4) :

- un effectif total de 407 sujets, y compris les jeunes individus issus de régénération,
- 69 % des arbres présentent une bonne rectitude du tronc,
- 30 % présentent des traumatismes ayant provoqué des réitérations (*sensu* d'Oldman, 1974) dans leur croissance en hauteur, c'est-à-dire une bifurcation du tronc,
- 25 % des arbres présentent une hauteur inférieure à 1.3 m.

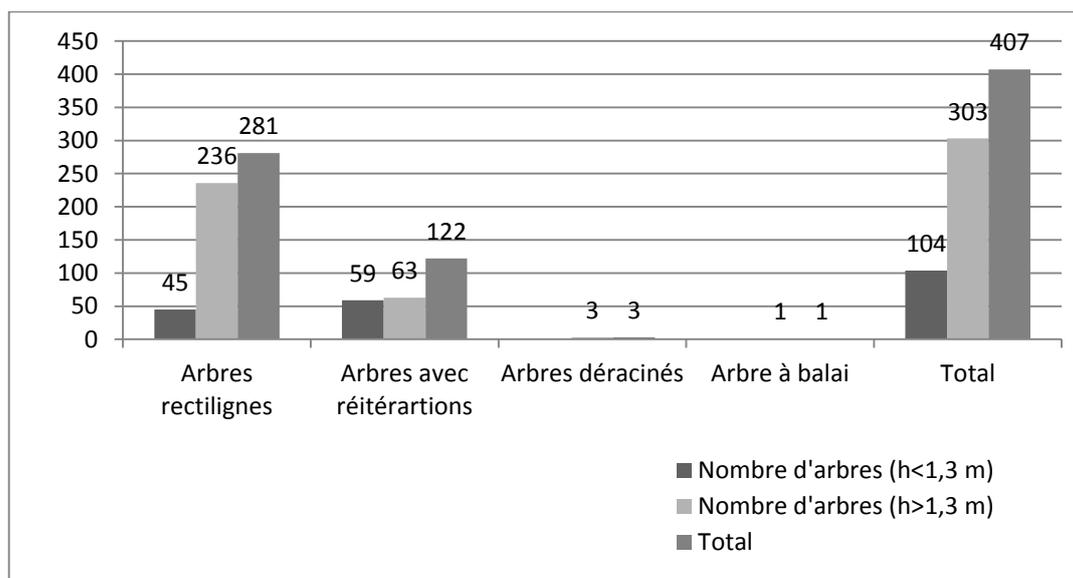


Figure 4. Distribution du nombre d'arbres suivant leur morphologie (Asmani, 2003)

Les caractéristiques dendrométriques du peuplement inventorié en juin 2007 sont comme suit (Mihoubi & Seddiki, 2007 *in* Derridj *et al.*, 2011) (figures 5 et 6)

- La hauteur des arbres varie de 8 cm à 20 m ;
- 72 sujets ont moins de 1 m de haut, soit 16 % du peuplement ;

- Les grands sujets de plus de 15 m de haut sont peu nombreux (20 individus, soit 4.5 % du peuplement) ;
- Les deux individus les plus hauts atteignent 20 m ;
- Le diamètre varie entre 0.3 et 125 cm ;
- Les individus dont le diamètre du tronc dépasse 50 cmsont rares (21 individus, soit 6 % du peuplement) ;
- Les 3 individus les plus gros dépassent 1 m de diamètre ;

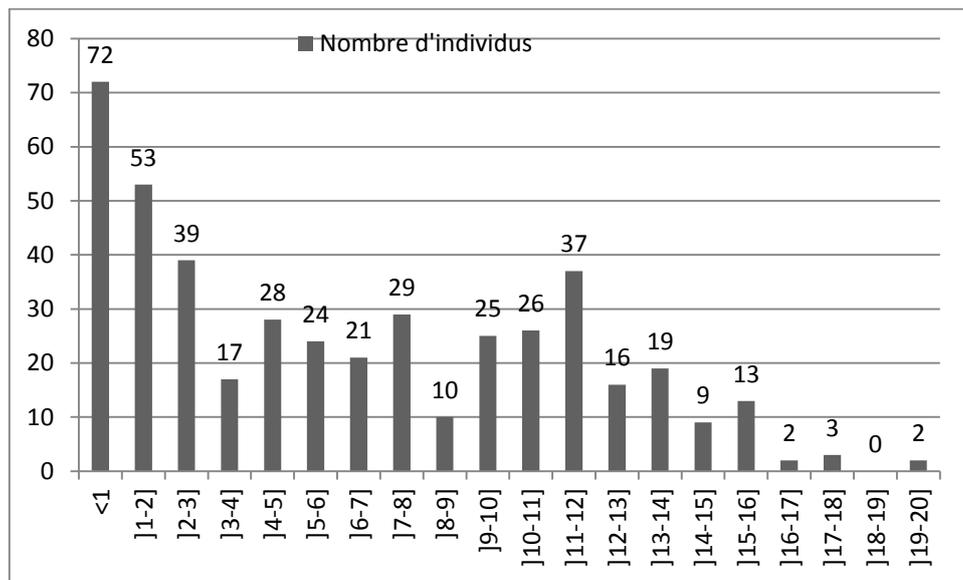


Figure 5. Distribution du nombre d'arbres suivant leur hauteur totale (Derridj *et al.*, 2011)

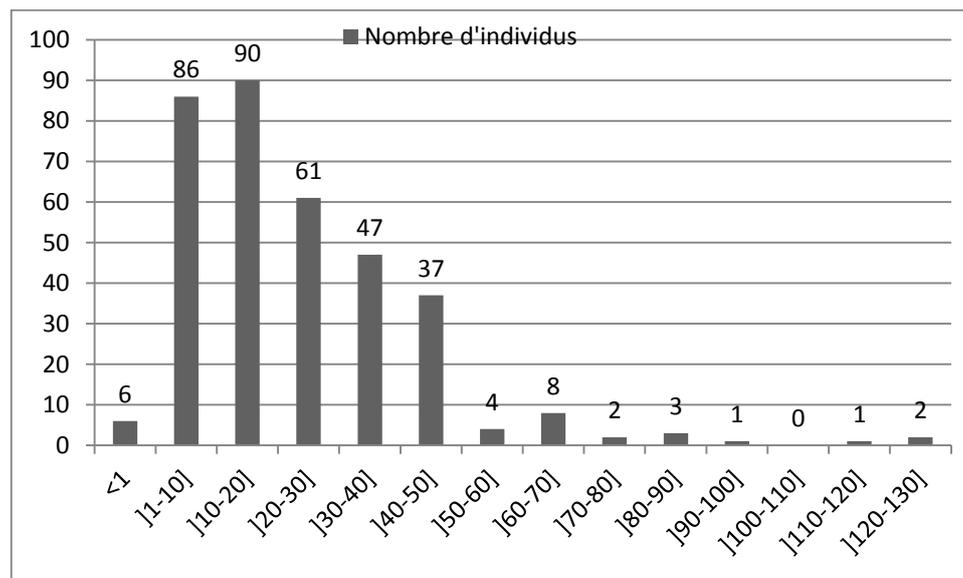


Figure 6. Distribution du nombre d'arbres suivant leur diamètre (Derridj *et al.*, 2011)

### 8-5- Diversité floristique

Le pin noir constitue, autour de la Méditerranée, des structures de végétation généralement bien caractérisées et diversifiées du point de vue floristique. Il peut s'associer à de nombreuses essences, mais le plus souvent avec d'autres conifères montagnards, notamment les cèdres et les sapins méditerranéens, les genévriers, voire d'autres espèces de pins : *Pinus sylvestris* en Méditerranée occidentale et en Anatolie septentrionale, *Pinus heldreichii* en Italie méridionale et dans les Balkans (Quézel et Médail, 2003).

D'après Meddour (2010), en Algérie, le pin noir du Djurdjura (*Pinus nigra* subsp. *mauretanica*) se retrouve soit en bouquets, soit isolés dans une futaie irrégulière en mélange avec le cèdre de l'Atlas (*Cedrus atlantica*). Dans la réserve du pin noir de Tikjda, le cortège floristique est diversifié et compte 33 espèces en moyenne sur 250 m<sup>2</sup> (Meddour, 2010). La strate arbustive est relativement abondante et son recouvrement atteint jusqu'à 80% par endroits, avec une hauteur moyenne de 1 à 2 m. Elle est constituée de ligneux forestiers et préforestiers : *Juniperus hemisphaerica* (particulièrement dominant avec ses touffes rampantes en patches), *Berberis hispanica*, *Daphne laureola* subsp. *latifolia*, *Amelanchier ovalis*, *Cotoneaster granatensis*, *Sorbus umbellata*, *Rosa canina*, *Ruscus aculeatus*, etc. La strate herbacée est constituée par de nombreuses espèces, dont certaines sont relativement thermophiles, comme *Ampelodesmos mauritanicus*, *Hieracium pseudopilosella* subsp. *atlantis*, *Catananche caerulea*, etc.

### 8-6-Le pin noir, espèce forestière rare et menacée

Le pin noir (*Pinus nigra* L.) est considéré par l'UICN comme une espèce de préoccupation mineure (LC : least concern), car la très large répartition et l'abondance de cette espèce la place bien au-dessus d'une catégorie de menace et la seule sous-espèce menacée est *Pinus nigra* subsp. *dalmatica* (Farjon *et al.*, 2013, <http://www.iucnredlist.org/details/42386/0>). Le pin noir n'est pas reconnu comme une espèce menacée, bien que certaines de ses populations endémiques méditerranéennes constituent des habitats prioritaires au titre de Natura 2000 en Europe (Isajev *et al.*, 2011). Selon Quézel et Médail (2003), un arbre menacé comme *Pinus nigra* subsp. *mauretanica* n'est pas inclus dans les deux bilans dressés par l'UICN (Oldfield *et al.*, 1998 ; Walter et Gillett, 1998). Pourtant, dans le Maghreb, la situation est particulièrement inquiétante pour les populations de *Pinus nigra* subsp. *mauretanica* (Quézel *et al.*, 1999).

En Algérie, le Pin noir au Djurdjura (*Pinus nigra* subsp. *mauretunica*), une essence forestière relique tertiaire, est réellement menacé d'extinction par au moins deux phénomènes directs: l'absence de régénération naturelle sur de longues périodes et les incendies répétés (Asmani, 2003 ; Meddour, 2010). Malgré, sa situation au sein du parc national du Djurdjura, sa mise en réserve clôturée depuis des décennies et sa protection légale en Algérie (Journal officiel de la République Algérienne N° 03 du 18 janvier 2012), sa situation reste critique.

En plus de l'action destructrice des feux répétés, et par conséquent de la fragmentation de son habitat et de la réduction de sa population, le pin noir au Djurdjura souffre d'une mauvaise régénération naturelle *in situ* sur de longues périodes (Asmani, 2003). En effet, ce pin noir est, parmi les sous-espèces occidentales de pin noir, celle qui produit le moins de graines capables de germer, 33 % seulement de bonnes graines (Derridj *et al.*, 2011).

Par ailleurs, la décomposition de la litière du pin noir réclame plus de 10 ans, ce qui constitue alors des horizons superficiels à pH très acide (Thiron, 1978, 1979). Cette acidification des sols chez le pin constitue un obstacle majeur à l'installation de la régénération naturelle (Thiron, 1978, 1979). D'autre part, Muller (1986) atteste que la mauvaise régénération du pin noir du Djurdjura serait due à un éclatement tardif des cônes (mars-avril), qui soumet ainsi les plantules déjà peu nombreuses aux grandes chaleurs et à la sécheresse estivales souvent néfastes.

Des mesures conservatoires plus adaptées sont à mettre en place en urgence. En particulier, il faut orienter les recherches dans le cadre global de la biologie de la conservation (Meddour, 2010), notamment à la mycorhization qui aide les plantes à lutter contre la sécheresse. Garbaye (2013) note que l'avantage le plus évident que la symbiose mycorhizienne procure aux plantes pour le prélèvement de l'eau du sol est la capacité des champignons d'explorer des ressources inaccessibles aux racines seules, soit du fait de la localisation de cette eau, soit de son potentiel très négatif.

---

## **Chapitre III**

### **MATERIEL ET METHODES**

## Chapitre III. Matériel et méthodes

### 1- Zone d'étude

Les prélèvements et l'étude des mycorhizes du pin noir, ont été effectués à l'état naturel et en pépinières.

#### 1-1- Etat naturel

Les différentes stations d'étude se situent dans le massif du Djurdjura. Nous avons travaillé dans 3 stations.

##### 1-1-1- Station de Tikjda

Cette station se trouve dans la cédraie de Tikjda, sur le revers nord-ouest du Djebel Tigounatine, entre 1450 et 1600-1700 m d'altitude. Le pin noir n'occupe sur le massif qu'une place restreinte. Il y forme un petit peuplement résiduel, composé de quelques centaines d'arbres dont les plus gros, de 20 m de hauteur sur 1 m et plus de diamètre, dépassent 200 ans. (Meddour *et al.*, 2010). La station de Tikjda appartient à l'étage bioclimatique (ou ombrotype) humide et à l'étage de végétation (ou thermotypes) supraméditerranéen inférieur (Rivas-Martinez, 2004 ; Meddour 2010).

##### 1-1-2- Station de Tala Guilef

La station de Tala Guilef est une composante de parc national du Djurdjura ; elle est située à 36° 28' de latitude nord, 4° de longitude est, à une altitude de 1640 m ; elle est exposée au nord-ouest ; sa pente moyenne est de 40% (Derridj, 1994). Cette station se caractérise par un climat froid et humide avec plusieurs mois d'enneigement. D'après Meddour (2010), dans cette station, le pin noir de provenance locale (*Pinus nigra* subsp. *mauritanica*) a été introduit en 1982, sur le versant SW du pic des cèdres (Tamguiguel bouadda). Il ne subsiste qu'un rangé de 06 arbres le long d'un mur de soutient du côté amont reliant Tala Guilef au restaurant d'altitude.

##### 1-1-3- Station de Tala Rana

La station de Tala Rana est située à 36°25'45'' de latitude nord, 4°13'56'' de longitude est, et à une altitude de 1476m. C'est un site touristique de montagne de la commune de Saharidj,

localisé à 50 km à l'est de Bouira, sur le flanc sud du mont de Lalla Khedidja (2308m d'altitude). Ce site climatique de Tala Rana offre presque les mêmes caractéristiques que Tikjda avec sa forêt dense de cèdre, chêne vert et pin d'Alep, habitée par une faune et une flore bien préservée, grâce à l'éloignement de toutes sortes de pollution et l'abondance de l'eau de la source du même nom, située au milieu du site. Dans cette station, le pin noir de provenance locale, a été introduit vers 1930 (Smail 2009). Il ne subsiste que 40 sujets.

## **1-2- Pépinières**

### **1-2-1- Pépinière Draa Ben Khedda**

Cette pépinière est située au nord de l'Algérie, plus précisément à 15 Km à l'ouest de Tizi-Ouzou, à une attitude de 55 m, sous un bioclimat subhumide, à variante chaude (Meddour, 2010). Dans la suite de ce travail, cette pépinière sera nommée pépinière 1.

### **1-2-2- Pépinière Azazga**

Cette pépinière est également située au nord de l'Algérie, à 40km au nord-est de Tizi-Ouzou, à une attitude de 537m, sous un bioclimat humide, à variante froide. Cette pépinière sera nommée pépinière 2.

## **2- Production des plants et conduite des semis**

Les graines de pin noir utilisées dans les deux pépinières proviennent du peuplement naturel de Tigounatine à Tikjda. Elles ont été récoltées par le personnel du parc national du Djurdjura, puis conservées au réfrigérateur à une température de 4°C. Une fois les cônes ouverts après une exposition au soleil de quelques jours, l'ensemble des graines issues de ces cônes a été extrait. Celles-ci se divisent en graines fertiles et en graines vaines. Les graines fertiles sont noirâtres et ne représentent que 15 à 20% du total des graines d'un cône soit 3 à 4 graines fertiles par cône. Après un pré-trempage de 24 heures dans l'eau, les graines fertiles sont désinfectées superficiellement à l'eau oxygénée (30%), puis rincées abondamment à l'eau.

Dans la pépinière 1, nous avons utilisé trois sols différents prélevés dans trois stations distinctes : Tikjda, Tala Guilef et Tala Rana. Ces sols ont été prélevés juste avant le semis. Dans chaque station, le sol est prélevé autour de cinq arbres de pin noir choisis au hasard dans le peuplement (naturel ou artificiel). Le sol provenant d'un groupe d'arbres a un potentiel

ectomycorhizien plus élevé et plus diversifié que celui prélevé près d'un seul arbre (Hocine, 1998). Ce sol est ensuite débarrassé des cailloux et des grosses racines. Tous les prélèvements de la même station sont mélangés soigneusement, afin d'obtenir un substrat dans lequel l'inoculum serait mélangé de la façon la plus homogène possible. Ce sol contenant les propagules de champignons mycorhiziens (spores, mycélium, fragments de racines mycorhizées) est alors distribué dans des sachets noirs de polyéthylènes perforés, les graines sont ensuite semées individuellement dans ces conteneurs le 01-01-2011. Pour chaque sol, 70 sachets ont été utilisés. Ils sont ensuite disposés sous ombrière. L'arrosage est effectué avec l'eau d'un forage suivant les besoins. L'essai se déroule à la lumière du jour et à la température extérieure. Aucun traitement phytosanitaire et aucune fertilisation n'ont été appliqués aux plants.

Dans la pépinière 2, un seul substrat a été utilisé. Ce dernier a été prélevé dans une futaie de chêne zeen non loin de la pépinière de l'INRF d'Azazga. Après le tamisage du sol, les graines de pin noir ont été semées directement. Le conteneur utilisé est le WM sans fond. Le semis a été réalisé en Avril 2011. Disposés sous ombrière, Les plants sont arrosés selon les besoins. Là aussi, aucun traitement phytosanitaire et aucune fertilisation n'ont été appliqués aux plants. Notons que les plants sont disposés sur un support métallique à 1,2 m du sol (en surelevé).

### **3- Opération de reboisement**

Une plantation de 150 plants de pin noir, issue de la pépinière 2, a été réalisée à Tala Rana en Mars 2012 (plants âgés de 11 mois). Les plants ont été mis en place sur le terrain, en motte à l'écartement de 2.2 m, puis arrosé abondamment. Aucun labour n'a été effectué avant le reboisement. La parcelle plantée est clôturée et est située à quelques centaines de mètres de la plantation de pins noirs âgés de Tala Rana.

### **4- Méthodes d'étude**

#### **4-1- Echantillonnage**

La qualité de l'échantillon et le soin apporté à son prélèvement sont des conditions essentielles à la richesse des informations récoltées. Une distinction doit être faite entre le terrain d'une part et la pépinière d'autre part.

#### **4-1-1- Cas du terrain**

##### **4-1-1-1- Epoque de prélèvement**

Les prélèvements des échantillons sur le terrain ont été effectués pendant les saisons humides : fin de l'automne.

##### **4-1-1-2- Méthode de prélèvement**

Dans chaque station, le sol est prélevé autour de cinq (05) arbres de pin noir, choisis au hasard dans le peuplement (naturel ou artificiel). Dans un premier temps le sol est débarrassé de la litière à l'aide d'un râteau, ensuite, autour de chaque arbre nous prélevons des mottes de sol à environ 1,5 m du tronc et sur une profondeur de 20 à 30cm. Tous ces prélèvements sont placés dans des sachets en plastique fermés très serrés pour limiter au maximum les mouvements de cisaillement entre la terre et les racines pendant le transport. Arrivé au laboratoire, les échantillons sont conservés au réfrigérateur à environ +4°C.

#### **4-1-2- Cas des pépinières**

##### **4-1-2-1- Pépinière Draa Ben Khedda**

###### **Epoque de prélèvement et suivie de la mycorhization et de la croissance des plants**

Nous avons suivi la mycorhization des plants, sur les trois sols, en observant le système racinaire en entier ou en prélevant des échantillons racinaires au hasard (en fonction de l'âge) tous les mois sur cinq plants, durant la période de Février 2011 à Janvier 2012. Un autre prélèvement a été effectué en Janvier 2013 sur le sol de Tala Rana. Nous avons ainsi effectué le suivi de la mycorhization des plants âgés de 4, 7, 12 et 24 mois sur sol de Tala Rana et 5, 7 et 12 mois sur les sols de Tikjda et de Tala Guilef. Les paramètres mesurés pour évaluer la croissance sont : la hauteur et le diamètre de l'hypocotyle, le nombre de cotylédons, la hauteur de la tige principale et le nombre de racines courtes.

##### **4-1-2-2- Pépinière Azazga**

###### **4-1-2-2-1- Epoque de prélèvement**

Nous avons étudié la mycorhization des plants produits sur le sol de chênaie à 9 et à 11 mois.

###### **4-1-2-2-2- Méthode de prélèvement**

A neuf mois, l'état mycorhizien de cinq plants produits sur ce sol, a été étudié. Des échantillons du système racinaire sont prélevés délicatement à l'aide de ciseaux et analysés au laboratoire. A onze mois, correspondant au jour du reboisement des plants, des échantillons

racinaires sont prélevés sur plusieurs plants (10) à l'ouverture du conteneur, avant la plantation. Ces échantillons avec la terre qui y adhère ont été mis dans des bouteilles d'eau pour le transport au laboratoire.

#### **4-1-3- Cas du reboisement**

##### **4-1-3-1- Epoque de prélèvement**

La mycorhization des plants après le reboisement a été suivi pendant 14 mois. Nous avons ainsi effectué des prélèvements d'échantillons 3, 8 et 14 mois après la plantation. Au même temps, d'autres prélèvements d'échantillons racinaires ont été réalisés sur 5 plants servants de témoins qui sont restés à la pépinière 1 dans le sol de chênaie, ayant servi à la production des plants.

##### **4-1-3-2- Méthode de prélèvement**

A chaque sortie sur Tala Rana, 10 plants sont choisis au hasard. A l'aide d'une petite pioche, la litière est écartée autour des plants, ensuite, on prélève des petites mottes de sol contenant des racines que nous avons coupé délicatement à l'aide de ciseaux pour éviter que les jeunes plants mis en terre ne bougent. Ces prélèvements sont effectués à quelques centimètres de la tige et à une profondeur de 10 à 15 cm. Ils sont ensuite conservés dans des sachets en plastique pour le transport au laboratoire.

-La hauteur des plants a été mesurée avant et après le reboisement.

#### **4-2- Traitement des échantillons**

La méthode de traitement des échantillons, concerne aussi bien le terrain, la pépinière ainsi que le reboisement.

##### **4-2-1-Lavage des racines**

L'expérience montre que plus les échantillons de racines sont propres, plus l'étude de la mycorhization est précise et rapide. Les échantillons prélevés sont mis à tremper dans une bassine d'eau pendant quelques heures. Le but de cette opération est d'imbiber les argiles et la matière organique et de faciliter ensuite leur séparation des racines fines. L'ensemble est alors lavé sous un léger filet d'eau, en éliminant les petites pierres, morceaux de bois, vers de terre etc. Une fois les racines sont propres, elles sont récupérées à l'aide de pinces et gardées dans l'eau.

#### **4-2-2- Séparation et conditionnement des racines**

En effet, à partir de cette étape, les racines doivent être maintenues en permanence dans l'eau pour éviter leur dessèchement rapide à l'air libre. A l'aide de ciseaux, les racines ou les axes racinaires sont séparés des plus grosses racines. Les racines sont immergées dans l'eau dans de grandes boîtes de pétri en verre. Ces dernières sont étiquetées selon l'origine de chaque prélèvement et sont gardées quelques jours au réfrigérateur à + 4°C avant d'être observées directement.

#### **4-3- Etude anatomo- morphologique des mycorhizes**

Après le lavage des racines, la recherche et l'étude des ectomycorhizes est faite sous loupe binoculaire (aussi appelé stéréomicroscope), puis sous microscope optique.

##### **4-3-1- Etude morphologique.**

Les fragments de systèmes racinaires sont déposés, toujours recouverts d'eau, dans une petite boîte de pétri. Il est important de maintenir l'échantillon dans l'eau pour deux raisons : les racines sèchent très vite surtout à proximité d'une source de lumière artificielle et l'immersion permet aux éventuels filaments mycéliens de flotter librement au lieu de se coller entre eux ou à la mycorhize (Garbaye, 2013).

L'étude morphologique a été réalisée sous loupe binoculaire. Les ectomycorhizes sont décrites en se basant sur la couleur, la forme (ou distribution) de la mycorhize, l'aspect de la surface du manteau, la présence ou l'absence du mycélium extramatriciel, ainsi que son importance, et la présence ou l'absence de cordons et de rhizomorphes (Bâ *et al.*, 2011 ; Garbaye, 2013). Une fois la description terminée, tous les morphotypes sont classés en 3 groupes fonctionnels, suivant la classification établie par Agerer (2001) et Garbaye(2013), basée sur les types d'exploration, c'est-à-dire la façon dont le mycélium extraracinaire est organisé vis-à-vis des éléments du sol qu'il colonise et sur le mode spatial d'exploitation des ressources.

Les types d'exploration sont :

- le type d'exploration par contact, chez lequel le manteau fongique est lisse, les ectomycorhizes sont en contact très étroit avec les constituants du sol, littéralement collées contre les agrégats de terre ou les fragments de matière organique ;

- le type d'exploration à courte et moyenne distance, avec un rayon d'action de seulement quelques millimètres ou de l'ordre de centimètre autour de la mycorhize et un mycélium formé d'hyphes isolés ou de simples mèches peu structurées ;
- le type d'exploration à grande distance caractérisé par des cordons et des rhizomorphes. Les mycorhizes de ce groupe peuvent atteindre des gisements de ressources à plusieurs décimètres, voire plusieurs mètres de la racine.

Des échantillons représentatifs de chaque morphotype, sont photographiés avant d'être conservés dans un fixateur le F.P.A constitué de Formol- Acide propionique-Alcool : 70° dans les proportions de 3-5-92% en volume.

#### **4-3-2- Etude anatomique.**

L'étude anatomique a été réalisée sur des types morphologiques sélectionnés. Des coupes transversales ont été effectuées à main levée, puis colorées au bleu de lactophénol pour contraster le champignon par rapport aux tissus de la racine. Le montage a été réalisé dans une goutte de lactoglycérol. L'observation sous microscope optique nous a permis de mettre en évidence, la structure du manteau fongique, l'aspect du réseau de Hartig et le nombre d'assises de cellules à tanins. Les coupes anatomiques des morphotypes ont été photographiées.

#### **4-4- Quantification de la colonisation mycorhizienne.**

La méthode de quantification proprement dite dépend du type de mycorhize, en particulier de la répartition des structures symbiotiques sur les racines. Dans le cas des ectomycorhizes qui présentent un manteau et dont le siège est les racines courtes spécialisées, l'unité de mycorhization est la racine courte et ce sont elles qui sont dénombrées, en précisant à chaque fois s'il s'agit d'une racine courte non mycorhizée ou d'une mycorhize (Garbaye, 2013). L'observation peut porter sur l'ensemble du système racinaire ou seulement sur quelques racines latérales prélevées au hasard. Le comptage est effectué dans l'eau sous loupe binoculaire à un grossissement de 4 à 40 x (Marx et Bryan, 1971 ; Ritche et Bruhn, 1993). Une fois toutes les racines courtes ont été passées en revue, le taux de mycorhization par plant ou par échantillon a été exprimé en pourcentage de racines courtes mycorhizées par rapport aux nombre total de racines courtes comptées et en multipliant par 100 (Marx *et al.*, 1977 ; Garbaye 1990).

Une échelle proposée par Goncalves (1994) a été utilisée pour évaluer l'importance de la mycorhization :

-la mycorhization est faible si la longueur des racines mycorhizées est inférieure à 10% ;

-la mycorhization est modérée ou assez bonne si cette longueur est comprise entre 10% et 50% ;

-la mycorhization est abondante ou très bonne si cette longueur est supérieure à 50%.

#### **4-5- Analyses statistiques**

Les analyses statistiques sont réalisées à l'aide du logiciel StatBox v. 6.4.

---

## **Chapitre IV**

### **RESULTATS ET DISCUSSION**

## Chapitre IV. Résultats et discussion

### A – Les ectomycorhizes du pin noir à l'état naturel dans le massif du Djurdjura

#### 1- Résultats obtenus

##### 1-1- Caractéristiques physico-chimiques des sols

Les caractéristiques physiques des sols sont résumées dans le tableau 1.

Tableau 1. Principales caractéristiques physiques des sols des 03 stations

	Texture (% de sol fin)		
	Argiles ( $< 2 \mu\text{m}$ )	Limons ( $2 - 50 \mu\text{m}$ )	Sables ( $50 - 2000 \mu\text{m}$ )
Tala Rana	10.5	68.6	20.9
Tala Guilef	11.5	69.6	18.9
Tikjda	8.7	54.5	36.8

Selon la classification granulométrique USDA (Richer de Forges *et al.*, 2008), ces trois sols présentent une texture limoneuse fine ( 55 à 70% de limons). Cependant, le sol de Tikjda qui comporte une fraction sableuse de près de 37%, a une texture relativement plus équilibrée.

Les caractéristiques chimiques de ces sols sont résumées dans le tableau 2.

Tableau 2. Principales caractéristiques chimiques des sols des 03 stations

	pH (eau)	MO (%)	N (g.kg-1) (Kjeldhal)	C (g.kg-1) (Méthode Anne)	C/N	Ca % échangeable	CaCo3 Total
Tikjda	8.2	3.05	0.11	2.97	27	3.2	27.9
Tala Rana	7.4	2.92	0.09	2.34	26	9	15.5
Tala Guilef	6.8	3.95	0.17	2.38	14	1.8	7.7

Pour l'analyse de ces résultats, on s'est reporté au guide des analyses en pédologie de Baize (2006). Le sol de Tikjda présente un pH alcalin ( $> 7,5$ ), bien pourvu en matières organiques (MO entre 3 et 4%), son humus est de type mor (rapport entre le carbone organique et l'azote total  $C/N > 25$ ), humus qualifié de « peu évolué ». Il est fortement calcaire (25-50% de calcaire total). Le sol de Tala Rana est à pH peu alcalin (7 à 7,5), bien pourvu en MO (entre 2 et 3% avec au moins 22% d'argile). Ce sol présente un humus de type mor ( $C/N > 25$ ). Il est

modérément calcaire (12,5 – 25% de calcaire total) et relativement pauvre en azote total. Le sol de Tala Guilef présente un pH neutre (6,5 à 7), bien pourvu en MO (entre 3 et 4%). Il présente un humus de type mull (C/N < 15), c'est-à-dire bien décomposé. Ce sol est faiblement calcaire (5 – 12,5% de calcaire total). On observe ainsi une différenciation de ces sols selon les stations, imputable en grande partie à des spécificités lithologiques.

## **1-2- Description des principaux types d'ectomycorhizes observés dans les différentes stations**

### **Morphotype 1**

C'est une mycorhize orange à ramification simple. Le mycélium extramatriciel blanc est peu développé, il est formé d'hyphes fins et courts. On observe quelques rares cordons (planche Ia). La coupe transversale montre un manteau fongique épais, plectenchymateux, un réseau de Hartig qui s'imisce entre plusieurs assises cellulaires et une couche tanifère importante (planche Ib). Cette mycorhize a été observé à la station de Tikjda.

### **Morphotype 2**

Cette mycorhize est noire et simple. Le mycélium extramatriciel est sous forme d'hyphes noirs dressés (planche Ic). En coupe transversale, le manteau est pseudoparenchymateux, épais, montrant le départ des soies. Le réseau de Hartig est profond (planche Id). Cette mycorhize est formé par *Cenococcum geophilum* Fr. Elle a été récoltée à la station de Tikjda.

### **Morphotype 3**

C'est une mycorhize orange et simple. Le mycélium extramatriciel blanchâtre est peu abondant. Ses hyphes retiennent des particules de sol bien adhérees à la mycorhize. On distingue de rares cordons (planche Ie). La coupe transversale montre un manteau peu épais, plectenchymateux, un réseau de Hartig qui se développe sur 2 à 3 couches de cellules. L'assise à tanins est importante (planche If). Cette mycorhize a été récolté à Tikjda.

### **Morphotype 4**

Cette mycorhize de couleur marron est racemeuse. Son mycélium extramatriciel est très développé. De couleur blanche, il est sous forme d'une toile d'araignée qui englobe plusieurs mycorhizes. On distingue des cordons et de gros rhizomorphes également blancs (planche Ig). En coupe, le manteau est épais et présente une structure pseudoparenchymateuse. Le réseau

de Hartig s'insère entre deux couches de cellules corticales. La couche tanifère est présente mais elle est irrégulière (planche Ih). Cette mycorhize a été observée à la station de Tikjda.

### **Morphotype 5**

La mycorhize est de couleur blanche à orange, de forme simple. La phase extramatricielle est peu développée. On observe quelques cordons de même couleur que l'ectomycorhize (planche IIa). En coupe transversale le manteau apparaît bien organisé, il est épais, pseudoparenchymateux et porte des ornements sous formes de soies. Le réseau de Hartig s'immisce entre plusieurs assises cellulaires. La couche tanifère est bien visible (planche IIb). Cette mycorhize a été récoltée à la station de Tikjda.

### **Morphotype 6**

Cette mycorhize est simple, de couleur marron aux bouts translucides. Le mycélium extramatriciel est abondant, il est sous forme cotonneuse, formé d'hyphes fins retenant quelques particules de sol, on distingue également des cordons et des rhizomorphes de couleur blanche et marron (planche IIc). En coupe anatomique, le manteau fongique apparaît épais, plectenchymateux, le réseau de Hartig s'étend sur plusieurs assises de cellules corticales. Les tanins sont très abondants (planche IId). Cette mycorhize a été retrouvée à la station de Tikjda.

### **Morphotype 7**

C'est une mycorhize blanche, simple. Le mycélium extramatriciel est peu développé, il est composé d'hyphes blanchâtres fins qui retiennent des particules de sol formant des agglomérats caractéristiques à la base de la mycorhize. On observe quelques rares cordons. (planche IIe). La coupe transversale de cette ectomycorhize nous montre un manteau fongique peu épais plectenchymateux et un réseau de Hartig profond (planche IIff). Cette ectomycorhize a été observée à Tikjda.

### **Morphotype 8**

Cette mycorhize de couleur marron à orange est simple, elle est courte et/ou longue. Le mycélium extramatriciel est très abondant, de couleur blanche à jaune, il est sous forme d'un voile formé d'hyphes longs et fins recouvrant plusieurs mycorhizes et retenant des particules de sol. On note la présence de quelques cordons (planche IIg). En coupe transversale, le manteau fongique présente une structure prosenchymateuse, le réseau de Hartig s'étend sur 3

à 4 assises cellulaires du cortex. La couche à tanins est bien développée (planche IIIh). Cette mycorhize a été récoltée à la station de Tikjda et à la station de Tala Rana.

### **Morphotype 9**

C'est une mycorhize orange à marron, elle est simple. Son mycélium extramatriciel est très abondant, de couleur blanche, il est sous forme cotonneuse (planche IIIa). La coupe transversale nous révèle un manteau peu épais prosenchymateux, un réseau de Hartig qui s'insère entre deux couches de cellules corticales, et une assise à tanins importante (planche IIIb). Cette mycorhize a été observée à Tikjda.

### **Morphotype 10**

C'est une mycorhize orange avec des reflets blanchâtres. Elle est très ramifiée. La phase extramatricielle est assez importante, elle est formée d'hyphes blancs fins, de cordons et de rhizomorphes formés d'un assemblage d'hyphes plus ou moins entrelacés et ramifiés de couleur marron (planche IIIc). En coupe transversale on distingue un manteau fongique épais à structure pseudoparenchymateuse et orné de cystides en forme d'ampoules. Le réseau de Hartig s'étend sur plusieurs assises cellulaires. Les cellules du cortex sont riches en tanins (planche III d). Cette mycorhize est observée à la station de Tikjda.

### **Morphotype 11**

Cette mycorhize de couleur blanche est simple. Le mycélium extramatriciel est peu abondant. On observe quelques rares cordons également blancs (planche IIIe). En coupe transversale, le manteau présente une structure pseudoparenchymateuse, le réseau de Hartig est profond atteignant l'endoderme. Les premières couches du parenchyme cortical, au dessous du manteau, sont riches en tanins (planche III f). Cette ectomycorhize a été récoltée à Tikjda et à Tala Rana.

### **Morphotype 12**

C'est une mycorhize orange, simple et courte. Le mycélium extramatriciel est abondant. On distingue de nombreux cordons et rhizomorphes marrons entrelacés et ramifiés (planche IIIg). La coupe transversale nous révèle un manteau pseudoparenchymateux, un réseau de Hartig qui s'immisce entre trois couches cellulaires et une couche à tanins assez importante (planche IIIh). Cette mycorhize a été ramassée à Tikjda.

**Morphotype 13**

Cette mycorhize blanche est à distribution simple. Le mycélium extramatriciel est peu abondant. On distingue quelques cordons marron et de gros rhizomorphes de même couleur que la mycorhize (planche IVa). En coupe anatomique, on observe un manteau épais plectenchymateux, un réseau de Hartig qui s'étend sur 2 à 3 couches de cellules corticales et une couche à tanins assez importante (planche IVb). C'est une mycorhize qui a été observée à Tikjda.

**Morphotype 14**

Cette mycorhize est de couleur orange à jaunâtre, elle est simple. Le mycélium extramatriciel est peu présent. On distingue un gros rhizomorphe formé d'un assemblage d'hyphes parallèles plus ou moins agrégés (planche IVc). En coupe transversale, on voit un manteau fongique épais pseudoparenchymateux, un réseau de Hartig qui se développe sur 3 couches de cellules et une mince couche de tanins (planche IVd). Cette ectomycorhize a été observée sur les échantillons provenant de Tikjda.

**Morphotype 15**

C'est une mycorhize orange, elle est simple et longue. Le mycélium extramatriciel est assez abondant. Il se présente sous forme d'un voile recouvrant partiellement la mycorhize de même couleur que cette dernière. Ses hyphes retiennent quelques particules de sol. On distingue de rares cordons (planche IVe). En coupe, le manteau apparaît épais de structure pseudoparenchymateuse, le réseau de Hartig s'insère sur 3 à 4 couches de cellules corticales. A la limite de cortex nous observons un dépôt de tanins (planche IVf). Cette mycorhize a été récolté à Tikjda.

**Morphotype 16**

Cette mycorhize de couleur marron foncé est simple et longue. Le mycélium extramatriciel est peu visible, il est formé d'hyphes blancs très courts (planche IVg). En coupe, le manteau est plectenchymateux, le réseau de Hartig bien développé est profond, et les cellules du cortex sont riches en tanins (planche IVh). Cette mycorhize à été observée à Tikjda.

**Morphotype 17**

Cette mycorhize est simple et longue, de couleur marron foncé. Le mycélium extramatriciel est abondant. De couleur blanche, il se présente sous forme cotonneuse recouvrant plusieurs

mycorhizes ainsi que l'axe racinaire qui les porte (planche Va). La coupe transversale révèle un manteau fongique de structure prosenchymateuse, un réseau de Hartig bien développé et profond. On observe également des tanins assez abondants (planche Vb). Cette ectomycorhize a été récoltée à la station de Tikjda.

### **Morphotype 18**

De couleur marron foncé, cette mycorhize est simple. Le mycélium extramatriciel est abondant, il est formé d'hyphes blancs, fins et longs qui retiennent des particules de sol. On distingue de rares cordons et un gros rhizomorphe de même couleur que la mycorhize (planche Vc). La coupe transversale nous révèle un manteau fongique très épais avec des ornements sous forme de cystides. Les tanins sont très abondants (planche Vd). Cette mycorhize a été observée à Tikjda.

### **Morphotype 19**

C'est une mycorhize orange à blanche, elle est simple. Le mycélium extramatriciel est abondant. Il est constitué d'hyphes blancs et courts. On distingue de gros rhizomorphes de même couleur que la mycorhize. Ces derniers sont bien structurés et formés d'un assemblage d'hyphes parallèles déarrant de la base de l'ectomycorhize (planche Ve). En coupe transversale, le manteau est assez épais et présente une structure pseudoparenchymateuse. Le réseau de Hartig s'étend sur plusieurs couches de cellules du cortex. On distingue quelques couches de cellules à tanins au dessous du manteau (planche Vf). Cette mycorhize est observée à Tikjda.

### **Morphotype 20**

Cette mycorhize de couleur marron foncé est simple. Son mycélium extramatriciel, plus clair, est assez abondant. De couleur jaune, il forme parfois de petites touffes. On distingue quelques cordons et rhizomorphes également jaunes (planche Vg). Cette ectomycorhize a été récoltée Tikjda.

### **Morphotype 21**

C'est une mycorhize de couleur caramel. Elle est simple et présente des étranglements. Le mycélium extramatriciel est peu abondant de couleur blanche. Il est formé d'hyphes fins et courts recouvrant partiellement la mycorhize et l'axe qui la porte (planche VIa). La coupe anatomique nous révèle un manteau fongique peu épais, plectenchymateux, un réseau de

Hartig qui s'étend sur deux couches de cellules corticales. La couche à tanins est importante (planche VIb). Cette mycorhize a été observée à la station de Tikjda.

### **Morphotype 22**

Cette mycorhize est de couleur miel, elle est brillante. De forme simple, elle présente des étranglements. Elle est pratiquement lisse (planche VIc). En coupe le manteau est peu épais, il présente des ornements sous forme de cystides, le réseau de Hartig s'immisce sur plusieurs assises du cortex. La couche à tanins est importante (planche VIId). Cette mycorhize a été récoltée à Tikjda.

### **Morphotype 23**

Cette mycorhize de couleur orange est ramifiée dichotomiquement. La phase extramatricielle de couleur jaune, est très abondante. Elle est sous forme d'un voile recouvrant toute la mycorhize. On observe de nombreux cordons jaunes et des rhizomorphes orange bien structurés (planche VIe). En coupe, le manteau présente une structure prosenchymateuse, le réseau de Hartig est profond et la couche à tanins est importante (planche VIIf). Cette ectomycorhize a été récoltée à la station de Tala Guilef.

### **Morphotype 24**

C'est une mycorhize orange à marron, elle est simple. Son mycélium extramatriciel est peu abondant, il est formé d'hyphes plus clairs, fins et courts qui retiennent des particules de sol surtout à la base (planche VIg). La coupe anatomique nous révèle un manteau fongique épais plectenchymateux, le réseau de Hartig qui s'immisce entre 3 à 4 assises cellulaires, et la présence des tanins entre le manteau et le cortex (planche VIh). Cette mycorhize a été observée à Tala Guilef.

### **Morphotype 25**

C'est une mycorhize orange à marron, elle est simple. Le mycélium extramatriciel est abondant. Il est sous forme d'un voile jaune à blanc qui recouvre l'ectomycorhize et l'axe racinaire qui la porte. Cette mycorhize présente des cordons et de gros et longs rhizomorphes jaunes et/ou marrons parfois ramifiés (planche VIIa). En coupe, le manteau est formé d'hyphes non orientés et présente une structure prosenchymateuse. Le réseau de Hartig s'étend sur plusieurs couches de cellules corticales. La couche tanifère est importante (planche VIIb). Cette mycorhize a été retrouvée à Tala Guilef.

**Morphotype 26**

La mycorhize est ramifiée dichotomiquement, de couleur jaune à orange, ses extrémités sont blanchâtres. Elle est pratiquement lisse (planche VIIc). En coupe, le manteau est peu épais et à structure plectenchymateuse. Le réseau de Hartig s'étend entre la première couche de cellules corticales. Ces dernières sont allongées dans le sens radial. La couche de cellules à tanins est bien visible (planche VIIId). Cette ectomycorhize a été récoltée à Tala Guilef et à Tala Rana.

**Morphotype 27**

C'est une mycorhize orange à distribution coralloïde. La phase extramatricielle comporte de rares cordons. Cette mycorhize est lisse (planche VIIe). En coupe transversale le manteau et peu épais, présente une structure pseudoparenchymateuse. Le réseau de Hartig pénètre jusqu'au niveau de la deuxième couches de cellules corticales qui sont allongées radialement. Les tanins sont abondants (planche VIIIf). Cette mycorhize a été observée à Tala Guilef.

**Morphotype 28**

Cette mycorhize est orange à marron. Elle présente une distribution dichotomique. Le mycélium extramatriciel est assez peu développé. Il est caractérisé par des hyphes blanchâtres fins et assez longs et par la présence de rares cordons et des rhizomorphes marron structurés et ramifiés (planche VIIg). La coupe transversale nous révèle un manteau mince à structure prosenchymateuse, composé d'hyphes non orientés et relâchés. Le réseau de Hartig est profond, parcourant plusieurs assises du cortex. La couche tanifère est irrégulière (planche VIIh). Cette ectomycorhize a été récoltée à la station de Tala Guilef.

**Morphotype 29**

C'est une mycorhize de couleur marron et noir à sa base. Elle est simple. La phase extramatricielle est bien développée, elle comprend des hyphes blancs et de nombreux cordons marron à structure enchevêtrée. On distingue également un gros rhizomorphe marron et ramifié (planche VIIIa). En coupe, le manteau épais est à structure plectenchymateuse, le réseau de Hartig s'immisce entre 5 couches de cellules corticales. Les tanins sont observés entre le manteau et le cortex et dans les premières assises de cellules corticales (planche VIIIb). Cette mycorhize a été observé à Tala Guilef.

**Morphotype 30**

Cette mycorhize est simple et longue. Elle est constituée de deux parties, une partie basale, de couleur marron foncé, avec un diamètre réduit et une partie à extrémité plus enflée de couleur orange. Cette dernière paraît plus jeune. Le mycélium extramatriciel blanc est peu développé sur les deux parties (planche VIIIc). En coupe transversale, l'extrémité juvénile de la mycorhize, présente un manteau épais plectenchymateux, un réseau de Hartig bien développé. Les tanins sont observés dans la première assise du cortex (planche VIIIId). Cette mycorhize a été récoltée à Tala Guilef.

**Morphotype 31**

Cette mycorhize est de couleur miel. Elle est de forme simple. Le mycélium extramatriciel de couleur blanche est assez court et peu abondant (planche VIIIe). La coupe anatomique nous révèle un manteau fongique épais et à structure plectenchymateuse, un réseau de Hartig qui se développe sur 3 à 4 couches de cellules corticales. Des dépôts de tanins sont observés dans la première couche de cellules corticales (planche VIIIIf). Cette ectomycorhize a été trouvée à Tala-Guilef.

**Morphotype 32**

Cette ectomycorhize est de couleur marron foncé à noir, à distribution dichotomique. Le mycélium extramatriciel de couleur blanc pâle est abondant. Il se présente sous forme de touffes recouvrant parfois quelques parties de la mycorhize. Des hyphes fins retiennent des particules de sol. On observe quelques cordons également blancs pâles (planche VIIIg). Cette ectomycorhize a été retrouvée à la station de Tala-Guilef, et à la station de Tala Rana.

**Morphotype 33**

Cette mycorhize de couleur jaune, est à distribution dichotomique. Elle possède peu de mycélium extramatriciel blanc, formé d'hyphes courts et fins. Les cordons et les rhizomorphes sont absents (planche IXa). En coupe transversale, le manteau épais présente une structure plectenchymateuse. Le réseau de Hartig s'immisce entre 2 à 3 couches de cellules corticales, qui sont parfois allongées dans le sens radial. On observe des dépôts de tanins entre le manteau et le cortex (planche IXb). Cette mycorhize a été observée à Tala-Guilef.

**Morphotype 34**

C'est une mycorhize orange, très ramifiée, le mycélium extramatriciel est très abondant. Il est sous forme d'un voile formé d'hyphes blancs, longs et fins couvrant un grand nombre de mycorhizes. Les hyphes se regroupent souvent en touffe. Des particules de sol sont retenues par les filaments de ce mycélium (planche IXc). En coupe transversale, on observe un manteau fongique épais et plectenchymateux. Le réseau de Hartig est profond, et des dépôts de tanins sont observés sur les trois premières assises du cortex (planche IXd). Cette mycorhize a été récoltée à Tala-Guilef.

**Morphotype 35**

Cette mycorhize de couleur orange à marron est ramifiée, le mycélium extramatriciel est abondant, blanc et cotonneux, On observe des cordons blancs et quelques rares rhizomorphes marron (planche IXe). En coupe, le manteau est épais à structure pseudoparenchymateuse. Le réseau de Hartig s'immisce entre 4 à 5 couches de cellules corticales, les tanins sont assez abondants (planche IXf). Cette mycorhize a été observée à la station de Tala Guilef.

**Morphotype 36**

Cette mycorhize de couleur marron foncé, est simple, ses extrémités sont plus claires et translucides. Le mycélium extramatriciel est peu abondants, de couleur jaune doré, il est composé d'hyphes plus ou moins épais, les cordons sont rares et les rhizomorphes absents (planche IXg). La coupe anatomique nous montre un manteau assez épais, plectenchymateux, un réseau de Hartig profond et bien développé et les cellules de cortex sont riches en tanins (planche IXh). Cette mycorhize a été récolté à Tala-Guilef.

**Morphotype 37**

Cette mycorhize est simple, de couleur marron foncé. La phase extramatricielle est abondante. Elle est formée d'hyphes jaunes fins et longs, de cordons jaunes formés d'un assemblage d'hyphes parallèles plus ou moins agrégés et de gros rhizomorphes marron et ramifiés. Ces cordons et ces rhizomorphes sont enchevêtrés (planche Xa). En coupe transversale, on observe un manteau peu épais plectenchymateux, un réseau de Hartig qui se développe sur les 3 premières assises corticales. Le cortex est riche en tanins (planche Xb). Cette mycorhize a été trouvée à Tala-Guilef.

**Morphotype 38**

C'est une mycorhize marron et simple. Le mycélium extramatriciel, un peu plus clair que l'ectomycorhize, est peu abondant. Il est formé d'hyphes fins, de quelques cordons et d'un rhizomorphe (planche Xc). Cette ectomycorhize a été récoltée à Tala Guilef.

**Morphotype 39**

Cette mycorhize est de couleur orange à marron, à distribution dichotomique. La phase extramatricielle est importante. Elle est caractérisée par un mycélium abondant de couleur jaune, formé d'hyphes plus en moins épais, longs et enchevêtrés. On distingue également des cordons jaunes, et des rhizomorphes bien structurés de couleur marron (planche Xd). Cette mycorhize a été retrouvée à Tala-Guilef

**Morphotype 40**

C'est une mycorhize orange, ramifiée dichotomiquement. Le mycélium extramatriciel est très abondant. Il est sous forme d'un voile blanc formé d'hyphes très longs et fins couvrant un grand nombre de mycorhizes, et d'hyphes plus ou moins épais rassemblés en touffes. On y distingue de nombreux cordons blancs et/ou oranges plus ou moins entrelacés et des rhizomorphes marron. Des particules de sol sont retenues par les différents hyphes du mycélium (planche Xe). En coupe transversale, le manteau fongique est très épais et plectenchymateux, le réseau de Hartig atteint la troisième couche de cellules corticales. On observe une mince couche de tanins entre le manteau et le cortex (planche Xf). Cette mycorhize a été récoltée à la station de Tala Guilef.

**Morphotype 41**

C'est une mycorhize orange à marron, ramifiée. Le mycélium extramatriciel de couleur blanc jaune à orange, est très abondant. Il est formé d'hyphes épais et cotonneux. On note la présence de nombreux cordons marron, et de gros rhizomorphes jaunes bien structurés et ramifiés, ainsi que des rhizomorphes marron (planche Xg). En coupe, le manteau fongique est épais, plectenchymateux, le réseau de Hartig est assez profond. Des dépôts de tanins sont observés sur les premières assises du cortex (planche Xh). Cette mycorhize a été observée sur les échantillons récoltés à Tala-Guilef.

**Morphotype 42**

Cette mycorhize simple est de couleur marron claire, aux extrémités plus enflées. Le mycélium extramatriciel blanchâtre est peu abondant. Il est formé d'hyphes fins et courts (planche XIa). En coupe transversale, le manteau apparaît épais à structure pseudoparenchymateuse, présente des ornements sous forme de cystides. Le réseau de Hartig se développe sur les deux premières couches de cellules corticales. Une couche mince de tanins est observée entre le manteau et le cortex (planche XIb). Cette ectomycorhize est observée à Tala Guilef.

**Morphotype 43**

C'est une mycorhize marron et simple, le mycélium extramatriciel de couleur crème est très abondant. Il est sous forme de toile d'araignée couvrant la mycorhize et l'axe racinaire. Parfois, il est composé d'hyphes plus ou moins épais. Des particules de sol sont retenues par les hyphes fins de ce mycélium (planche XIc). En coupe, le manteau fongique présente une structure prosenchymateuse, il est composé d'hyphes non orientés et libres. Le réseau de Hartig s'étend sur au moins quatre couches de cellules corticales qui sont riches en tanins (planche XIId). Cette mycorhize à été récoltée à Tala Guilef.

**Morphotype 44**

C'est une mycorhize simple et longue, de couleur marron à sa base et orange à blanche par la suite, le mycélium extramatriciel est abondant surtout à sa base, où on distingue de nombreux cordons jaunes et de gros rhizomorphes également jaunes ou marron qui s'enroulent autour de l'axe racinaire (planche XIe). Sur le reste de la mycorhize le mycélium extramatriciel est formé d'hyphes blancs et courts qui peuvent retenir des particules de sol. Cette ectomycorhize a été observée à Tala Guilef.

**Morphotype 45**

Cette mycorhize de couleur marron claire à orange est simple, le mycélium extramatriciel est peu abondant. Il est composé d'hyphes blanchâtres, courts et fins qui retiennent quelques particules de sol. On distingue de gros rhizomorphes bien attachés à la mycorhize et de même couleur que celle-ci (planche XIIf). Cette mycorhize à été récoltée à la station de Tala-Guilef.

**Morphotype 46**

Cette mycorhize est simple de couleur brun-jaune. Le mycélium extramatriciel est assez abondant. Il est formé d'hyphes jaunâtres courts et serrés formant parfois des touffes recouvrant toute la mycorhize. On distingue quelques cordons et rhizomorphes de même couleur que la mycorhize (planche XIg). En coupe transversale, le manteau fongique est assez épais, il présente une structure plectenchymateuse. Le réseau de Hartig s'immisce entre 3 couches de cellules corticales qui sont allongées dans le sens radial. On observe des dépôts de tanins dans la première couche du cortex (planche XIh). Cette mycorhize a été observée à la station de Tala Rana.

**Morphotype 47**

C'est une mycorhize orange à apex plus claire. Elle est simple. Le mycélium extramatriciel est abondant. Il est sous forme d'un voile blanc formé d'hyphes fins et longs. On observe quelques cordons (planche XIIa). La coupe transversale, nous montre un manteau peu épais pseudoparenchymateux, un réseau de Hartig profond. Certaines cellules du cortex sont allongées radialement. La couche tanifère est bien visible (planche XIIb). Cette ectomycorhize à été récoltée à Tala Rana.

**Morphotype 48**

Située sur le même axe racinaire que la précédente, cette ectomycorhize est orange à apex plus claire. Elle présente une distribution dichotomique. Le mycélium extramatriciel est assez abondant. De couleur blanchâtre, il se présente sous forme cotonneuse (planche XIIa).

**Morphotype 49**

Cette mycorhize est simple de couleur marron claire. Le mycélium extramatriciel est très abondant, de couleur beige. Il entoure complètement l'ectomycorhize et une partie de l'axe racinaire qui la porte. Il est formé d'hyphes fins, longs et serrés. On distingue des cordons et des rhizomorphes, également beiges, qui sont formés d'un assemblage d'hyphes parallèles et agrégés (planche XIIc). En coupe anatomique, le manteau fongique présente une structure prosenchymateuse. Il est composé d'hyphes non orientés, libres, à structure relâchée. Le réseau de Hartig se développe sur 3 couches du cortex, et les tanins sont abondants (planche XIIId). Cette mycorhize a été observée à Tala Rana.

**Morphotype 50**

C'est une mycorhize de couleur marron claire à apex translucides. Elle est simple. Le mycélium extramatriciel est très abondant, de même couleur que la mycorhize et parfois blanc. On distingue de nombreux cordons et de gros rhizomorphes qui sont formés d'hyphes parallèles plus ou moins agrégés et entrelacés (planche XIIe). En coupe transversale, le manteau fongique, assez épais, présente une structure pseudoparenchymateuse, le réseau de Hartig s'immisce entre 2 à 3 couches du cortex. La couche tanifère est mince (planche XIIIf). Cette mycorhize a été récoltée à la station de Tala Rana.

**Morphotype 51**

C'est une mycorhize noire et simple. Elle présente un mycélium extramatriciel peu abondant, de couleur blanc-pâle. Parfois ce mycélium est rassemblé en touffe. Il est aussi formé d'hyphes courts recouvrant par endroits, la mycorhize et l'axe racinaire la portant. On distingue des cordons ramifiés et des soies blanchâtres à l'extrémité de l'ectomycorhize (planche XIIIg). Cette mycorhize a été observée à Tala Rana.

**Morphotype 52**

De couleur orange, cette mycorhize est simple et longue. Elle présente un mycélium extramatriciel abondant blanc. Il est sous forme cotonneuse. Il recouvre partiellement la mycorhize et il est plus concentré à sa base. On distingue de nombreux cordons et rhizomorphes également blancs (planche XIIIa). En coupe transversale, le manteau peu épais, présente une structure plectenchymateuse. Le réseau de Hartig atteint la deuxième couche de cellules corticales. La couche tanifère est irrégulière (planche XIIIb). Cette ectomycorhize a été observée la station de Tala Rana.

**Morphotype 53**

Cette mycorhize de couleur marron claire à orange est simple. Le mycélium extramatriciel est abondant. Il est formé d'hyphes plus clairs fins et longs, qui retiennent des particules de sol. On distingue des cordons blancs et de gros rhizomorphes marron bien structurés (planche XIIIc). En coupe anatomique, on observe un manteau pseudoparenchymateux, un réseau de Hartig qui se développe sur 3 couches de cellules corticales et une couche à tanins irrégulière (plancheXIIIId). Cette ectomycorhize a été récoltée à Tala Rana.

**Morphotype 54**

Cette mycorhize est ramifiée. De couleur marron foncé à apex parfois orange. Le mycélium extramatriciel est abondant. Il est formé d'hyphes blanchâtres d'aspect filamenteux, rassemblés en touffes dans certains cas. On distingue des cordons et des rhizomorphes blancs bien structurés et attachés à la mycorhize (planche XIIIe). En coupe transversale, le manteau fongique est assez épais, pseudoparenchymateux. Le réseau de Hartig est bien développé. La couche à tanins est importante (planche XIII f). Cette mycorhize a été observée à Tala Rana.

**Morphotype 55**

De couleur blanche, cette mycorhize est simple et courte, le mycélium extramatriciel blanc est abondant. Il se présente sous forme épaisse recouvrant complètement la mycorhize. On distingue de nombreux cordons blancs et des rhizomorphes également blancs, ramifiés et structurés (planche XIII g). En coupe transversale, le manteau fongique est épais et pseudoparenchymateux. Le réseau de Hartig se développe sur au moins deux couches de cellules corticales. Des dépôts de tanins sont observés au dessous du manteau (planche XIII h). Cette ectomycorhize a été récoltée à la station de Tala Rana.

**Morphotype 56**

Cette mycorhize est simple et longue. De couleur marron à beige, son extrémité est blanche. Le mycélium extramatriciel est faiblement développé (planche XIV a). La coupe anatomique, nous révèle un manteau fongique peu épais à structure pseudoparenchymateuse présentant des ornements sous forme de cystides. Le réseau de Hartig se développe sur 3 couches de cellules corticales. On observe des dépôts de tanins entre le manteau et le cortex (planche XIV b). Cette mycorhize a été observée à Tala Rana.

**Morphotype 57**

Située sur le même axe racinaire que la précédente. C'est une mycorhize marron, à distribution dichotomique. Le mycélium extramatriciel de couleur beige est moyennement abondant. Il est formé d'hyphes courts et fins qui peuvent retenir des particules de sol bien adhérentes à la mycorhize (planche XIV a). Cette ectomycorhize a été observée à Tala Rana.

**Morphotype 58**

C'est une mycorhize blanche avec des reflets bleus. Elle est simple. Le mycélium extramatriciel abondant est formé d'hyphes blancs très serrés formant un capuchon tout au

tour de la mycorhize, d'où partent des hyphes plus ou moins longs. On distingue un rhizomorphe marron (planche XIVc). En coupe transversale, le manteau fongique apparaît épais. Il présente une structure prosenchymateuse. Le réseau de Hartig est bien développé sur 3 couches de cellules corticales. On observe un dépôt de tanins entre le manteau et le cortex (planche XIVd). Cette mycorhize a été récoltée à la station de Tala Rana.

### **Morphotype 59**

Cette mycorhize est dichotomique. De couleur marron clair, elle présente un mycélium extramatriciel peu abondant. Il est formé d'hyphes blanchâtres, courts, auxquels sont rattachés parfois des particules de sol (planche XIVE). En coupe, le manteau est épais et plectenchymateux. Le réseau de Hartig se développe sur 4 couches de cellules corticales. La couche à tanins est mince et irrégulière (planche XIVf). Cette ectomycorhize a été observée à Tala Rana.

### **Morphotype 60**

C'est une mycorhize marron claire à orange. Elle est simple. Le mycélium extramatriciel est blanc et abondant, il est sous forme cotonneuse. Ses fins filaments retiennent des particules de sol bien adhérentes à la mycorhize. On distingue un long rhizomorphe blanc et ramifié, formé d'hyphes parallèles (planche XIVg). Cette mycorhize a été récoltée à Tala Rana.

### **Morphotype 61**

Cette mycorhize est simple et blanchâtre. Le mycélium extramatriciel blanc est abondant. Il se présente sous forme d'un voile recouvrant complètement la mycorhize. Les hyphes de ce mycélium sont plus ou moins épais. On distingue de nombreux cordons et rhizomorphes également blancs ou marron, formés d'hyphes plus ou moins entrelacés et ramifiés (planche XVa). En coupe anatomique, le manteau est épais, présente une structure plectenchymateuse. Le réseau de Hartig atteint la troisième couche du cortex. Les tanins sont assez abondants (planche XVb). Cette mycorhize a été observée à Tala Rana.

### **Morphotype 62**

C'est une mycorhize marron à noire. Elle présente une distribution coralloïde. Le mycélium extramatriciel est peu présent. Il est formé d'hyphes blanchâtres fins et courts. Ces hyphes retiennent des particules de sol formant des agglomérats caractéristiques, bien adhérents à la

mycorhize. On observe de rares cordons et rhizomorphes marron (planche XVc). Cette ectomycorhize a été récoltée à Tala Rana.

### **Morphotype 63**

C'est une mycorhize marron foncé. Elle est simple et longue. Le mycélium extramatriciel est très abondant. De couleur marron claire, il est sous forme d'un voile englobant plusieurs mycorhizes. Ses hyphes fins et longs retiennent des particules de sol. On distingue des cordons et de longs rhizomorphes marron claires à orange (planche XVd). En coupe, le manteau est assez épais et présente une structure prosenchymateuse, le réseau de Hartig est profond. Les tanins sont abondants dans tout le cortex (planche XVe). Cette ectomycorhize est observée à Tala Rana.

### **Morphotype 64**

Cette mycorhize est de couleur marron foncé. Elle est simple ou ramifiée. Le mycélium extramatriciel est peu présent. Il est sous forme de petites touffes blanches, couvrant partiellement la mycorhize. Les cordons et les rhizomorphes sont absents (planche XVf). Cette mycorhize à été récoltée à Tala Rana.

### **Morphotype 65**

Cette mycorhize est orange. Elle présente une distribution dichotomique, le mycélium extramatriciel est très abondant. De couleur blanchâtre, il forme un voile épais couvrant plusieurs mycorhizes. On distingue quelques cordons et un gros rhizomorphe orange bien structuré et ramifié (planche XVIa). En coupe transversale le manteau est épais à structure plectenchymateuse. Le réseau de Hartig se développe sur au moins 4 couches cellulaires du cortex. Des dépôts de tanins sont observés mais ils ne sont pas importants (planche XVIb). Cette ectomycorhize a été récoltée à Tala Rana.

### **Morphotype 66**

C'est une mycorhize noire, dichotomique. Le mycélium extramatriciel est abondant. De couleur blanche il est formé d'hyphes plus ou moins longs. Ce mycélium ne recouvre pas complètement la mycorhize. Il est plus abondant à la base de l'ectomycorhize où il recouvre l'axe racinaire. On distingue des cordons blancs et des rhizomorphes marron claires à orange (planche XVIc). En coupe, le manteau apparaît épais et plectenchymateux. Le réseau de

Hartig est profond. Les tanins sont abondants dans le cortex (planche XVIId). Cette mycorhize à été décrite à la station de Tala Rana.

### **Morphotype 67**

C'est une mycorhize noire et simple. Le mycélium extramatriciel est abondant, sous forme cotonneuse. Il est blanc. On distingue un cordon également blanc (planche XVIe). En coupe anatomique, le manteau apparaît mince formé d'hyphes libres et non orientés. Il présente donc une structure prosenchymateuse. Le réseau de Hartig atteint une deuxième couche de cellules corticales. Les tanins sont très abondants dans tout le cortex (planche XVIIf). C'est une mycorhize récoltée à Tala Rana.

### **Morphotype 68**

Cette mycorhize est marron à distribution dichotomique. Le mycélium extramatriciel est très abondant. De couleur brun-jaune à blanc, il est sous forme d'un voile formé d'hyphes très longs et fins. On distingue des cordons et des rhizomorphes également bruns-jaunes (planche XVIg). En coupe transversale, le manteau fongique apparaît peu épais et plectenchymateux. Le réseau de Hartig est profond et les dépôts de tanins sont abondants dans tout le cortex (planche XVIh). Cette ectomycorhize à été observée à Tala Rana.

### **Morphotype 69**

C'est une mycorhize de couleur marron foncé. Elle est dichotomique. Le mycélium extramatriciel de couleur blanc pâle est très abondant. Il est sous forme de toile d'araignée composé d'hyphes plus ou moins épais. On distingue des rhizomorphes (planche XVIIa). Cette mycorhize a été récoltée à Tala Rana.

### **Morphotype 70**

Cette mycorhize est de couleur marron. Elle est simple. Le mycélium extramatriciel est abondant et de couleur jaune. Il forme un voile formé d'hyphes longs et fins qui retiennent des particules de sol adhérentes ou non à l'ectomycorhize. On distingue des cordons jaunes, longs et ramifiés, ainsi que des rhizomorphes également jaunes (planche XVIIb). Cette ectomycorhize a été trouvée à Tala Rana.

**Morphotype 71**

A gauche de la photo, c'est une mycorhize de couleur caramel. Elle est ramifiée dichotomiquement. Le mycélium extramatriciel blanc est faiblement développé (planche XVIIc). En coupe transversale, le manteau fongique apparaît épais. Il présente une structure pseudoparenchymateuse. Le réseau de Hartig atteint la quatrième couche de cellules corticales, les dépôts de tanins sont importants et sont observés sur plusieurs couches du cortex (planche XVIIId). Cette mycorhize a été observée à Tala Rana.

**Morphotype 72**

Cette mycorhize est noire et dichotomique. Le mycélium extramatriciel, de couleur blanche, est faiblement développé. Il présente un aspect filamenteux, rassemblé en mèches dans certains cas (planche XVIIe). Cette mycorhize a été récoltée à la station de Tala Rana.

**Morphotype 73**

C'est une mycorhize simple et courte. Elle est de couleur marron. Le mycélium extramatriciel est faiblement développé. De couleur blanchâtre, il est surtout localisé à sa base (planche XVIIIf). En coupe, le manteau apparaît épais et plectenchymateux. Le réseau de Hartig s'immisce entre 3 à 4 couches cellulaires. Des dépôts de tanins sont observés entre le manteau et le cortex et dans la première couche de cellules de ce dernier (planche XVIIIg). Cette mycorhize a été ramassée à Tala Rana.

**Morphotype 74**

C'est une mycorhize marron. Elle présente une distribution dichotomique. Le mycélium extramatriciel blanc est abondant. Il est sous forme cotonneuse, localisé surtout à la base de l'ectomycorhize. Ses filaments retiennent parfois des particules de sol. On distingue un gros rhizomorphe blanc et bien structuré (planche XVIIIa). En coupe transversale, le manteau fongique apparaît épais. Il présente une structure pseudoparenchymateuse. Le réseau de Hartig est bien développé et profond. Des dépôts de tanins sont observés sur 2 couches cellulaires du cortex (planche XVIIIb). Cette mycorhize a été récoltée à Tala Rana.

**Morphotype 75**

C'est une mycorhize marron, dichotomique. Le mycélium extramatriciel est très abondant. De couleur jaune à orange, il est sous forme d'un voile épais, formé d'hyphes très serrés et longs. On distingue de nombreux cordons et rhizomorphes également jaunes à orange, bien

structurés et longs (planche XVIIIc). Cette ectomycorhize a été observée sur les échantillons provenant de la station de Tala Rana.

### **1-3- Proposition de classification des ectomycorhizes de *Pinus nigra***

La classification utilisée dans ce travail est basée sur celles établies par Agerer (2001) et Garbaye (2013). Les morphotypes décrits sont classés en 3 groupes fonctionnels, basés sur les types d'exploration, c'est-à-dire sur la façon dont le mycélium extraracinaire est organisé vis-à-vis des éléments du sol qu'il colonise et sur le mode spatial d'exploitation des ressources.

#### **Groupe A**

Ce groupe est dit type contact, chez lequel le manteau fongique est lisse ou ne présente que des protubérances de taille cellulaire. Les mycorhizes (morphotypes) classées dans ce groupe sont : M1 ; M7 ; M16 ; M21 ; M22 ; M24 ; M26 ; M27 ; M30 ; M31 ; M33 ; M42 ; M59 et M64.

#### **Groupe B**

Dans ce deuxième groupe, le type d'exploitation est dit à courte et moyenne distance, avec un rayon d'action de seulement quelques millimètres ou de l'ordre du centimètre autour de la mycorhize et un mycélium formés d'hyphes isolés ou de simples mèches peu structurées. Les mycorhizes regroupées dans ce groupe sont : M2 ; M3 ; M5 ; M8 ; M9 ; M11 ; M15 ; M17 ; M18 ; M28 ; M32 ; M34 ; M35 ; M36 ; M38 ; M43 ; M45 ; M46 ; M47 ; M48 ; M51 ; M56 ; M57 ; M58 ; M62 ; M67 ; M71 ; M72 et M73.

#### **Groupe C**

Dans ce groupe, le type d'exploitation est dit à grande distance caractérisé par des cordons et des rhizomorphes. Les mycorhizes de ce groupe peuvent atteindre des ressources de plusieurs décimètres, ou mètres de la racine. Les morphotypes classés dans ce groupe sont : M4 ; M6 ; M10 ; M12 ; M13 ; M14 ; M19 ; M20 ; M23 ; M25 ; M29 ; M37 ; M39 ; M40 ; M41 ; M44 ; M49 ; M50 ; M52 ; M53 ; M54 ; M55 ; M60 ; M61 ; M63 ; M65 ; M66 ; M68 ; M69 ; M70 ; M74 ; et M75.

Le groupe fonctionnel C renferme le plus grand nombre de morphotypes avec 32 mycorhizes distinctes, soit 42,66% de toutes les ectomycorhizes récoltées, suivi du groupe B avec 29

morphotypes et un taux de 38,66%. Le groupe A est le moins riche en morphotypes avec 14 mycorhizes distinctes soit 18,66% du total des mycorhizes observées (figure 7).

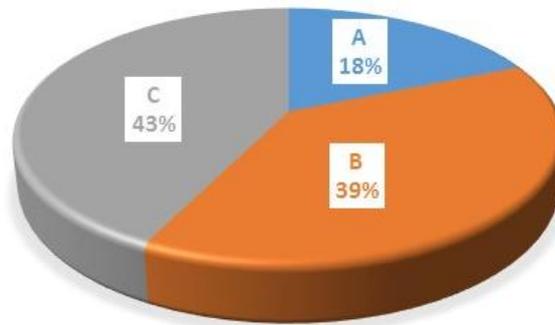


Figure 7. Répartition des morphotypes observés sur le terrain par groupes morphologiques fonctionnels

Dans chaque station, la répartition des morphotypes par groupe fonctionnel est variable. A Tikjda, le groupe A ne renferme que 05 types morphologiques soit 22,72% des mycorhizes inventoriées. Les groupes B et C renferment respectivement 09 et 08 morphotypes soit 40,9% et 36,36% de toutes les mycorhizes décrites dans cette station. A Tala Guilef, la distribution des types morphologiques par groupe est à peu près identique, avec 07 morphotypes dans le groupe A soit 30,43% du total et 08 mycorhizes distinctes pour les groupes B et C soit un taux de 34,78% de toutes les mycorhizes décrites. A Tala Rana comme à Tikjda le groupe A renferme le moins de morphotypes, soit 03 mycorhizes avec un taux de 08,82%. Le groupe B renferme 15 types morphologiques soit un taux de 44,11% et le groupe C, 16 morphotypes avec un taux de 47,05% du total des mycorhizes inventoriées dans cette station (figure 8).

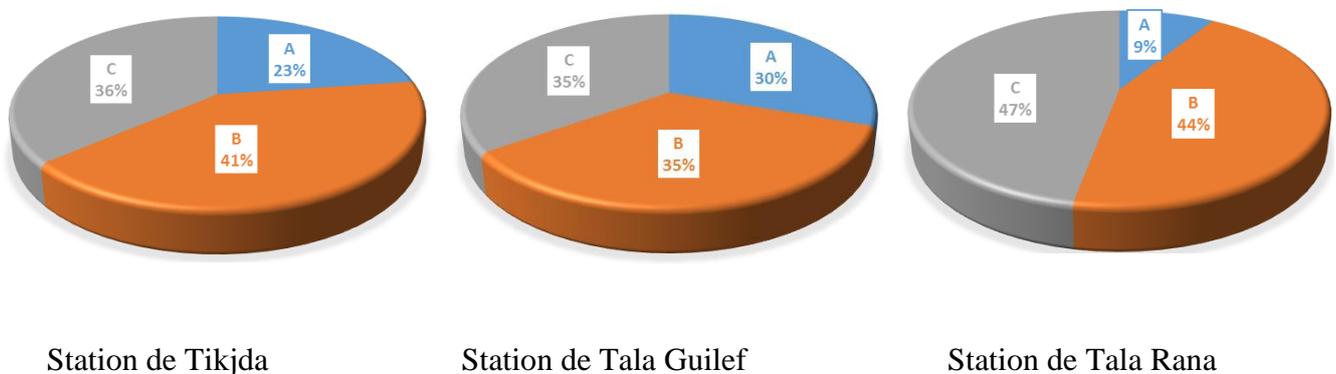


Figure 8. Répartition des morphotypes observés par groupes morphologiques fonctionnels par station

#### 1-4- Variation et quantification de la mycorhization

Dans les trois stations, 75 ectomycorhizes distinctes ont été observées sur les racines du pin noir. Le nombre de mycorhizes décrites dans chacune des stations est différent : 22 à la station de Tikjda, 23 à la station de Tala Guilef et 34 à la station de Tala Rana. Cependant, peu de morphotypes sont communs aux différentes stations : 2 types morphologiques sont communs aux stations de Tikjda et de Tala Rana, et 2 autres types morphologiques sont communs aux stations de Tala Guilef et de Tala Rana. Les stations de Tikjda et de Tala Guilef ne présentent aucun morphotype en commun. Le taux de mycorhization est également variable d'une station à une autre. A Tikjda, ce taux est égal à 47,11% à Tala Guilef il est de 52,4% et à Tala Rana il est égal à 43%. Selon l'échelle de Goncalves (1994), la mycorhization est assez bonne pour Tikjda et Tala Rana et très bonne pour Tala Guilef (figure 9).

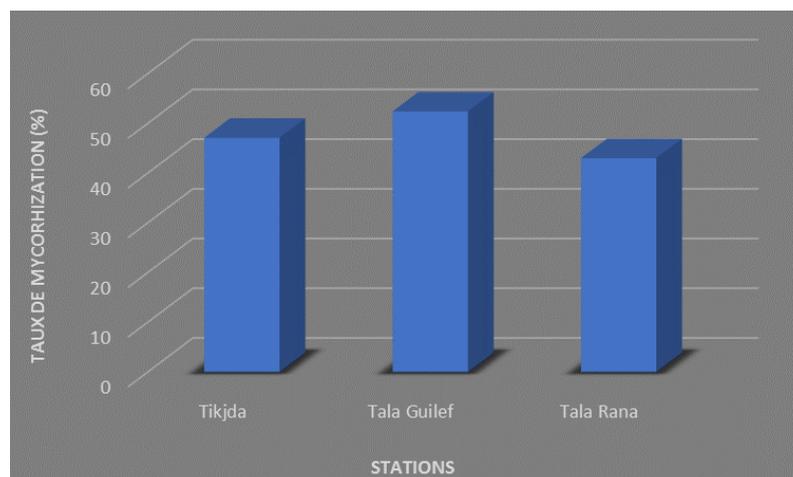


Figure 9. Taux de mycorrhization du pin noir dans les différentes stations

## 2 – Discussion

Les résultats obtenus dans cette étude montrent une grande richesse et une diversité morphologique très importante. En effet, soixante quinze types morphologiques ectomycorhiziens ont été inventoriés dans la nature.

Selon Horton et Bruns (2001), le nombre d'espèces (richesse) ectomycorhiziennes retrouvées à l'intérieur d'une communauté est excessivement variable. Le Tacon (1978), rapporte que dans des conditions normales de sol, les arbres à mycorhizes, en particulier les *Pinaceae*, ne

peuvent survivre sans association mycorhizienne. De même, Marx *et al.* (1985), Delwaulle *et al.* (1987) rapportent que les pins sont associés à des champignons ectomycorhiziens dont ils dépendent très fortement pour leur croissance. D'après Durrieu (1993), les *Pinaceae*, pratiquement la seule famille des Gymnospermes qui a été capable de maintenir des peuplements denses face à la concurrence des Angiospermes, doivent leur succès à la symbiose ectomycorhizienne. Toujours selon le même auteur, l'ectomycorhizie aurait joué un rôle favorisant la conquête de milieux marginaux.

Lors de nos sorties sur le terrain et au moment de l'échantillonnage, nous n'avons pas rencontré de sporophores aux environs des arbres de pin noir. D'après Fleming (1985), Lilleskov et Bruns (2003), la production de sporophores est un processus encore mal compris qui dépend des cumuls de précipitations et de l'âge des peuplements forestiers. De nombreuses études ont démontré que les carpophores reflètent mal les populations souterraines (Henrion *et al.*, 1994 ; Mehmman *et al.*, 1995 ; Karen, 1997 ; Pritsch *et al.*, 1997). Plusieurs espèces fructifient abondamment, mais forment peu de mycorhizes (Gardes et Bruns, 1996a) alors que d'autres semblent fructifier que très peu ou pas du tout, comme *Cenococcum geophilum* qui malgré cela, est un champignon cosmopolite et très présent sous forme de mycorhizes (Danielson et Pruden, 1989). De plus, selon Gagné (2005) plusieurs champignons ectomycorhiziens de type Asco- ou Basidiomycètes produisent des carpophores hypogés tel que les truffes et les *Rhizopogon sp.* Bâ *et al.* (2011) notent qu'une étude de communauté de champignons ectomycorhiziens est incomplète si elle est basée uniquement sur la description des sporophores, du fait que la plupart des ECM ne formeraient pas de sporophores et ces derniers ne seraient pas reliés aux ECM, exemple les *Thelephoraceae* qui sont les champignons les plus représentés parmi les ECM non reliés aux sporophores, ce qui signifie qu'ils fructifient peu ou pas, investiraient davantage dans la croissance végétative que dans la reproduction sexuée. Les *Amanitaceae*, les plus représentées parmi les sporophores, sont absents sur les racines de la plante hôte à l'exception d'une espèce, ces champignons investiraient plus dans la reproduction sexuée que dans la reproduction par voie végétative.

Dans notre étude, la collecte des ectomycorhizes a permis de visualiser directement la composition des communautés (Visser, 1995 ; Karen et Nylund, 1996 ; Horton et Bruns, 2001). Le problème majeur de cette méthode a longtemps résidé dans l'identification des espèces fongiques impliquées dans les morphotypes ectomycorhiziens (Gagné, 2005).

Exception faite de *Cenococcum geophilum*, il nous est difficile, pour le moment d'identifier chaque type de mycorhize comme étant une association de la racine du pin noir avec une espèce fongique donnée. Cela nécessite plus d'investigations à la fois sur le terrain, au laboratoire, grâce principalement aux méthodes de biologie moléculaire et sur le plan bibliographique. Zak (1971b) a d'ailleurs signalé que la possibilité d'identifier et de reconnaître les ectomycorhizes trouvées au champ demeure limitée du fait que différents champignons symbiotiques forment des ectomycorhizes morphologiquement semblables et que même des variantes physiologiques d'une même espèce peuvent former des associations morphologiquement différentes. Fiore-Donno (2001), rapporte que la plupart des champignons ne suivent pas les modèles classiques de génétique des populations. Ils ont des méthodes originales de colonisation, dispersion, persistance, et leurs générations se superposent. La reproduction sexuée peut être soit irrégulière, soit absente. De plus, leur croissance à l'intérieur d'un substrat solide rend le recensement des individus difficile voire impossible.

Les ectomycorhizes observées présente une très grande diversité dans les caractères. Elles présentent des couleurs différentes. Elles sont blanches, beiges, jaunes, caramel, orange, brunes, marron et noires. Cependant, la couleur est jugée par certains auteurs (Marks, 1965 ; Trappe, 1967 ; Park, 1970 ; Zak, 1973 ; Egli et Kalin, 1991 ; Abourouh 2000), comme instable et variable. En effet, selon Zak (1973) et Ashton (1976), la couleur de la plupart des ECM change avec l'âge à cause de l'accumulation des tanins dans les cellules de la racine mycorhizée. La couleur du manteau peut également changer en fonction de l'âge de la plante hôte ou de l'environnement (Thoen et Bâ, 1989 ; Bâ *et al*, 1991 ; Wurzbürger *et al*, 2001). Les mycorhizes présentent des ramifications diverses, elles sont simples, dichotomiques, racemeuses et coralloïdes. D'après Hatch et Doak (1933), les différentes espèces du genre *Pinus* possèdent en plus de la forme simple, des ectomycorhizes ramifiées. Garbaye (1990) rapporte que dans le cas des pins, l'arbre influence de façon marquée la forme des mycorhizes : toutes les ectomycorhizes de pins présentent une ramification dichotomique (en Y), simple ou à plusieurs étages, conduisant alors à une structure coralloïde. De même le mycélium extramatriciel se présente sous différentes formes ; les hyphes peuvent être courts à plus ou moins longs, homogènes, assemblés en touffes ou en mèches. Certaines mycorhizes sont lisses, sans mycélium extramatriciel. La phase extraracinaire de plusieurs ectomycorhizes observées présente également des cordons et/ou des rhizomorphes. Ces différentes façons dont le mycélium extramatriciel est organisé vis-à-vis du sol qu'il colonise, traduirait une

adaptation et une spécialisation écologique, ainsi qu'une différence dans l'absorption et le transfert de l'eau et des éléments nutritifs dans la plante. Ceci nous a amené à baser notre classification des ECM sur cet aspect. Notre essai de classification rejoint l'étude d'Agerer (2001) et celle de Garbaye (2013) qui proposent de classer les ECM suivant leur phase extramatricielle basée sur les types d'exploration.

Les critères définissant les grands groupes A, B et C ont pu être appliqués au pin noir. Ainsi, nous avons constaté que 42,66% des ectomycorhizes décrites appartiennent au groupe C et 38,66% au groupe B. Le groupe A est le moins riche en morphotypes avec seulement 18,66% du total des ectomycorhizes inventoriées dans les trois stations. La dominance des mycorhizes des groupes C et B nous donne une idée sur l'importance du développement de la phase extramatricielle dans le sol des mycorhizes du pin noir à l'état naturel. Ceci traduirait une adaptation écologique du pin noir du Djurdjura aux contraintes environnementales des forêts méditerranéennes. En effet, si on considère l'eau comme le premier facteur qui contraint la croissance des plantes dans les écosystèmes continentaux non aquatiques, le mycélium doit permettre la conduction passive de l'eau depuis ses extrémités les plus lointaines jusqu'à la racine. En plus, les filaments fongiques de diamètre beaucoup plus faibles que celui des racines, peuvent pénétrer dans des pores beaucoup plus fins est y trouver de l'eau qui y persiste lors des épisodes de dessèchement du sol (Garbaye, 2013). D'après Courty *et al*, (2010), la conduction de l'eau est réalisée de façon différente selon le type de mycorhize et l'espèce de champignon. Dans le cas le plus général, des hyphes isolés ou faiblement agrégés en faisceaux lâches à surface hydrophile (groupe morphologique B), sont capables d'absorber l'eau sur toute leur longueur et sont revêtus d'un film d'eau capillaire. La conduction se fait alors par ce film à l'extérieur des hyphes. Les hyphes forment un réseau dense et sont en contact en de nombreux points avec les particules de sol, c'est donc la conductivité du sol tout entier au voisinage de la mycorhize qui est ainsi augmentée. Ce type de conduction externe par les filaments fongiques hydrophiles est surtout efficace lorsque le sol est relativement humide. Dans d'autres cas, d'autres champignons ectomycorhiziens usent d'un système différent qui repose sur les systèmes complexes que sont les cordons et les rhizomorphes. Ces derniers se ramifient dans le sol à des distances de la racine qui peuvent atteindre plusieurs mètres, et dont une caractéristique importante est la propriété hydrophobe (groupe C) de la surface externe des parois fongiques sur toute la longueur des cordons sauf à leur extrémité. Il en résulte de cette hydrophobie qu'aucun film d'eau ne peut se former à leur surface externe et que la conduction doit se faire par l'intérieur. Cela se fait de deux façons. Dans les cordons

simples, formés par l'agrégation d'hyphes vivants tous semblables, l'eau est conduite lentement par diffusion. Dans les rhizomorphes, une écorce compacte d'hyphes vivants entoure un petit nombre d'hyphes centraux de plus gros diamètre, l'eau circule librement. Les champignons ectomycorhiziens qui présentent le type d'exploration dit à courte et moyenne distance, concerne un petit nombre de genres comme *Russula*, *Lactarius*, *Hebeloma*, *Laccaria*, *Telephora*, *Tuber* ou *Cenococcum*. Les ectomycorhizes du groupe dit type d'exploration à grande distance, sont formés par des genres communs et typiques comme *Boletus*, *Suillus*, *Xerocomus*, *Leccinum*, *Paxillus*, *Scleroderma*, *Rhizopogon* (Agerer, 2000 ; Agerer et Rambold 2004,2007 ; Garbaye, 2013).

Une conséquence importante de la forte densité de mycélium dans le sol, donc de la dominance des groupes morphologiques fonctionnels C et B dans les trois stations, est son impact positif sur la stabilité structurale du sol. Garbaye (2013) rapporte que les filaments des champignons dans le sol et en particulier des champignons mycorhiziens, contribuent à agglomérer les particules entre elles et à renforcer la cohésion de l'ensemble, donc à favoriser la formation des mottes et à augmenter leur stabilité. Cet effet structurant est dû à la fois au réseau mycélien qui immobilise les particules et à l'exsudation de mucilage agissant comme une colle. En plus de l'alimentation en eau, les ectomycorhizes à phase extramatricielle développée, appartenant aux groupes C et B, joueraient un rôle déterminant dans la stabilité des sols du massif du Djurdjura où végète le pin noir.

L'étude quantitative de la mycorhization a révélé une meilleure colonisation mycorhizienne dans la station de Tala Guilef. Ceci peut être dû à la situation géographique de cette station. En effet, cette dernière est située sur le versant nord du Djurdjura, plus froid et plus humide. Plusieurs auteurs, ont démontré l'existence d'une corrélation positive entre le taux de mycorhization et la pluviométrie (Lodge, 1985 ; Smail, 2009). A la station de Tala Rana, où nous avons observé une diversité en morphotypes plus importante, le taux de mycorhization est le plus bas. Ce qui nous laisse croire qu'une diversité importante en mycorhizes n'implique pas forcément un taux de mycorhization plus important (Smail, 2009).

L'organisation structurale des ectomycorhizes que nous avons observées et décrites, présente des caractères différents. Le manteau fongique, d'épaisseur variable, peut être plectenchymateux, pseudoparenchymateux ou prosenchymateux. Il peut également être orné de soies ou de cystides. Nous avons aussi constaté que même le réseau de Hartig diffère par sa

profondeur dans le cortex. Il s'insinue entre plusieurs couches de cellules corticales, atteignant parfois l'endoderme. Ceci est en accord avec la plupart des travaux réalisés sur les mycorhizes des essences forestières appartenant aux Gymnospermes. De plus, la profondeur du réseau de Hartig est indépendante de l'épaisseur de manteau fongique. Ceci est en désaccord avec les observations de Le Poutre (1961) et Hocine (1998), qui constatent que plus l'épaisseur du manteau diminue, plus le réseau de Hartig est profond.

Dans les ectomycorhizes que nous avons étudiées, nous avons observé la présence de tanins soit entre le manteau et la racine où ils forment une véritable couche, soit dans les cellules corticales. Leur abondance varie d'un morphotype à un autre. D'après Piché *et al.* (1983), ces tanins joueraient un rôle sélectif et excluraient les champignons non mycorhiziens. Garbaye (2013), note que l'accumulation de tanins traduit le fait que la symbiose mycorhizienne n'est en fait qu'une association parasitaire stabilisée et maîtrisée dans l'intérêt des deux partenaires. Le nombre d'ectomycorhizes décrites dans chacune des trois stations est différent. La station de Tala Rana est la plus riche quantitativement puisque 34 types morphologiques ont été décrits, alors que 22 et 23 morphotypes ont été observés respectivement à Tikjda et à Tala Guilef. En examinant les caractéristiques physico-chimiques des sols de ces 3 stations, nous constatons que le sol de Tikjda est fortement calcaire et présente un pH élevé. Les espèces de champignons ectomycorhiziens qui s'y sont développés seraient des souches calcicoles. D'ailleurs, aucun morphotype observé dans cette station n'a été retrouvé à la station de Tala Guilef qui présente un sol faiblement calcaire, et seulement 2 ectomycorhizes sont communes à la station de Tala Rana dont le sol est modérément calcaire. En effet, la présence de calcaire dans le sol provoque chez de nombreuses espèces résineuses des difficultés de croissance accompagnées de troubles physiologiques (le Tacon 1978). De même Piou (1979) rapporte que de nombreux résineux sont sensibles à la présence de calcaire dans le sol. Diverses hypothèses furent émises : antagonisme calcium-potassium, carence en manganèse ou en azote. Clément *et al.* (1977) ont démontré que le pin noir d'Autriche, espèce tolérante au calcaire en milieu naturel, présente de graves phénomènes de chlorose s'accompagnant de dérèglement d'absorption et de métabolisme, s'il est cultivé sur milieu stérile. La mycorhization fait disparaître ces troubles lorsqu'elle s'installe. En présence de calcaire et sans mycorhization, le pin noir d'Autriche, présente une chlorose s'accompagnant d'une forte accumulation de calcium dans les tissus foliaires. L'azote nitrique est mal utilisé. La protéogénèse est perturbée à deux niveaux lors de passage de l'ammonium aux acides aminés et lors de la synthèse des protéines. La mycorhization permet de rétablir une croissance

normale en présence de calcaire et corrélativement de rétablir le métabolisme de l'azote tout en permettant la régulation de la nutrition cationique (Le Tacon. 1978). A la station de Tikjda, la tolérance au calcaire du pin noir du Djurdjura serait acquise grâce à la mycorhization.

Les ECM observées à la station de Tala Rana, où le sol présente une carence en azote, permettent à la plante d'améliorer l'absorption et l'assimilation de l'azote inorganique sous forme d'ammonium et de nitrate (Plassard *et al.*, 1986, 2002). Certaines formes d'azote organique (ex : azote organique de l'humus, protéines) peuvent être rendus accessibles aux plantes grâce aux activités protéasiques des champignons ectomycorhiziens (Rygiewicz *et al.*, 1984 ; Finlay *et al.*, 1988,1992 ; Keller, 1996 ; Boukcim et Plassard, 2003).

Toutefois, les champignons se différencient dans leur aptitude à mobiliser de l'azote sous forme organique pour leur plantes hôtes (Abuzinadah et Read, 1989a, b ; Dighton *et al.*, 1990, 1993 ; Dighton et Coleman, 1992 ; Conn et Dighton, 2000). Des travaux récents sur la symbiose ectomycorhizienne ont révélé des différences remarquables des champignons sur la base de leurs activités enzymatiques mobilisatrices de l'azote (Buée *et al.*, 2005 ; Courty *et al.*, 2005). Ces propriétés enzymatiques leur confèrent une aptitude à se maintenir et à se disséminer dans le sol (Read, 1991 ; Bending et Read, 1997 ; Tedersoo *et al.*, 2003 ; Read et Perez-Moreno, 2003). Abuzinadah et Read (1986) avaient d'ailleurs proposé une classification des champignons ectomycorhiziens en fonction de leur capacité à utiliser des sources d'azote organique en particulier des protéines. Cependant, chez de nombreux champignons, d'importantes variations intraspécifiques ont été observées dans leur aptitude à utiliser des acides aminés comme sources d'azote (Laiho, 1970 ; Finlay *et al.*, 1992 ; Keller, 1996), rendant cette classification très complexe (Anderson *et al.*, 1999). Des études plus approfondies sur les activités enzymatiques des champignons ectomycorhiziens demeurent aujourd'hui nécessaires pour mieux comprendre leur fonction et leur distribution dans les sols forestiers (Bâ *et al.*, 2011). Ces résultats permettent de révéler des espèces mycorhiziennes adaptées aux sols calcaires et à une carence en azote des substrats. Ces facteurs édaphiques se comporteraient comme des facteurs limitants par leur valeur trop élevés, cas du calcaire à Tikjda, ou trop faible, cas de l'azote à Tala Rana. Grâce à l'ectomycorhization, le pin noir du Djurdjura à l'état naturel, est indifférent à la présence de calcaire dans le sol et/ou à une carence en azote du sol. Ni le pH ni la teneur en calcaire total ou actif, ni la disponibilité en azote minéral n'ont d'influence sur sa croissance et son développement (Le Tacon. 1978).

L'extrême variabilité dans la morphologie des mycorhizes résulte donc en grande partie du fait que la relation hôte-champignon diffère d'un habitat à un autre, à cause des variations des facteurs de l'environnement (Hocine, 1998).

Selon Garbaye (1982), Mcaffé et Fortin (1986), la distribution des différents types de mycorhizes sur l'ensemble du système racinaire dépend de beaucoup de facteurs liés au sol et à son hétérogénéité, au microclimat, à l'arbre lui-même et aux relations de compétition entre champignons. Comme dans toutes les communautés d'êtres vivants, les différentes espèces de champignons sont en compétition entre elles pour l'accès aux ressources et pour l'occupation des mêmes niches écologiques. Les mécanismes d'exclusion compétitive font que certaines espèces dominantes peuvent aller jusqu'à éliminer d'autres moins adaptées aux conditions locales (Garbaye, 2013).

D'après Strullu (1991), dans la nature, la règle est la symbiose multiple entre une plante et un complexe mycorhizien. Les différents champignons composant ce complexe n'exercent pas le même effet sur l'arbre. Il existe donc une complémentarité fonctionnelle entre les différents champignons composants le complexe mycorhizien. L'efficacité globale du complexe est supérieure à la somme des efficacités des espèces considérées individuellement, même pour un taux total identique d'infection. De même Garbaye (2013), rapporte qu'à la diversité spécifique des champignons symbiotiquement associés à une plante correspond une diversité fonctionnelle, c'est-à-dire que tous les symbiotes ne jouent pas le même rôle vis-à-vis de leur plante hôte. Certaines sont plus efficaces que d'autres pour favoriser son développement et sa croissance. Autrement dit, les champignons ectomycorhiziens font preuve de plasticité fonctionnelle en s'adaptant aux contraintes locales et instantanées. La plupart des fonctions s'adaptent à l'environnement. La communauté d'ectomycorhizes décrite sur le pin noir à l'état naturel fait donc incontestablement preuve de complémentarité fonctionnelle. Taylor (2002), note que dans plusieurs études, un seul événement de collecte de mycorhizes est pratiqué. Dans ce cas, ces études nous donnent une image précise de la communauté mais seulement pour un instant précis dans le temps. Sous de telles conditions, il est alors nécessaire de distinguer deux aspects de la richesse en espèces : la richesse apparente et la richesse cryptique. La richesse en espèces apparente est celle que l'on peut distinguer sur les racines des plantes à l'instant qui correspond à l'échantillonnage. La richesse, dite cryptique, peut être décrite soit par les espèces indétectables par les limites de la méthode ou encore, par les espèces qui existent seulement à l'état de propagules résistantes (spore ou sclérotés). Ces

espèces deviendront apparentes seulement après des changements temporels naturels ou des perturbations anthropiques sévères (Baar *et al.*, 1999 ; Taylor et Bruns, 1999 ; Jones *et al.*, 2003). Les différents morphotypes que nous avons observés chez le pin noir dans le massif du Djurdjura feraient donc partie de la richesse en espèces apparentes.

La connaissance de la structuration des populations mycorhiziennes apparaît nécessairement comme un prélude à l'appréhension globale de phénomènes multifonctionnels et dynamiques. Une optique de gestion durable des ressources forestières ne peut avoir lieu que par la prise en compte de ces phénomènes, regroupés sous le terme d'écologie des communautés (Fiore-Donno, 2001).

## **B – Mycorhization du pin noir dans la pépinière de Draa Ben Khedda**

### **1 – Résultats obtenus**

#### **1-1- Morphogénèse de la partie aérienne des jeunes plants produits sur différents sols**

Trois semaines après le semis, les graines du pin noir ont commencé à germer. Vers le 27<sup>ème</sup> jour, toutes les graines ont germé sur les trois sols. L'hypocotyle et les cotylédons sont les premières structures apparues sur les plantules après la germination. La hauteur finale de l'hypocotyle (3,7 à 3,9 cm) a été atteinte vers le 3<sup>ème</sup> mois sur le sol de Tala Rana et vers le 4<sup>ème</sup> mois sur les substrats de Tikjda et de Tala Guilef. Le diamètre moyen de l'hypocotyle est de 1,5 mm et le nombre moyen de cotylédons est de 8 par plant. Ces deux paramètres n'ont pas évolué durant l'expérimentation et sont donc indépendants de la nature du substrat utilisé. Le débourrement du bourgeon terminal et l'apparition de la tige principale ou épicotyle sur le sol de Tala Rana a été constaté à l'âge de 3 mois, alors que sur les substrats de Tikjda et de Tala Guilef, ils n'ont été observés qu'à l'âge de 4 mois. Après l'extension totale des cotylédons, les euphylls (ou aiguilles primaires) chlorophylliennes se sont développées sur la tige principale suivant des hélices phyllotaxiques.

#### **1-2- Architecture racinaire des plants élevés dans les différents substrats**

Après la germination des graines du pin noir, la première racine, qui se développe à partir de l'apex racinaire embryonnaire, est fortement orthotrope, c'est la racine primaire ou le pivot. L'émergence des racines latérales n'a commencé qu'à l'âge de 3 mois sur les trois sols. Ces

racines latérales sont de deux types : des racines longues, se ramifiant appelées macrorhizes et d'autres courtes, se ramifiant peu ou pas, à croissance lente et à extrémités arrondies, appelées brachyrhizes.

Sur les sols de Tikjda et de Tala Guilef, l'appareil racinaire des plants âgés de 3 mois est peu développé, il se limite à un pivot sur lequel apparaissent quelques racines latérales, il n'est pas mycorhizé. Par contre, pour les plants élevés sur sol de Tala Rana, le système racinaire est plus développé et présente un nombre un peu plus élevé de racines longues et de racines courtes, également non encore mycorhizées. Durant ces premiers mois, la croissance du pivot est continue et la formation de racines courtes susceptibles d'être mycorhizées est faible. Cette croissance continue du pivot peut être due à l'absence d'obstacles (sols débarrassés de cailloux, culture en sachet de polyéthylène).

### 1-3- Suivi de la croissance des plants

Les résultats de l'influence des différents substrats sur la hauteur de la tige principale et le nombre de racines courtes sont portés sur les figures 10 et 11.



Figure 10. Evolution de la hauteur (cm) de la tige principale en fonction des substrats d'élevage (moyennes de 5 répétitions)



Figure 11. Evolution du nombre de racines courtes par plant en fonction des substrats d'élevage (moyennes de 5 répétitions)

Sur les 3 substrats, la hauteur de la tige principale augmente légèrement jusqu'au mois de septembre, ensuite elle stagne jusqu'à la fin des mesures correspondant au mois de janvier. Cette période pendant laquelle, la croissance stagne correspond à l'automne et à l'hiver pendant lesquels, la température et l'intensité de l'éclairage baissent. Le nombre de racines courtes augmente aussi sur les trois sols, jusqu'au mois de septembre, et comme pour la hauteur de la tige principale, ce nombre se stabilise jusqu'à la fin de l'essai.

La hauteur de la tige principale ainsi que le nombre de racines courtes sont nettement plus élevés dans le sol de Tala Rana, par rapport aux deux autres sols. Cette différence n'est pas significative entre les sols de Tikjda et de Tala Guilef, pour ces mêmes paramètres.

#### 1-4- Description des ectomycorhizes des plants élevés dans les différents substrats

Toutes les ectomycorhizes observées en pépinière, sur les racines de pin noir sont typiques : existence d'un manteau fongique autour de la racine mycorhizée et d'un réseau de Hartig entre les cellules corticales. L'observation microscopique des racines écrasées entre lame et lamelle a révélé des structures propres de toute infection endomycorhizienne.

La mycorhization naturelle des plants de pin noir en pépinière forestière, sur différents substrats naturels, est variable en fonction du temps et du type de sol. Les premières

mycorhizes sont apparues à l'âge de 4 mois sur le sol de Tala Rana et, plus tardivement, à 5 mois sur les sols de Tikjda et de Tala Guilef.

#### **1-4-1- Les premières ectomycorhizes obtenues**

##### **1-4-1-1- Plants élevés sur sol de Tala Rana âgés de 4 mois**

Huit morphotypes différents ont été observés sur ce sol à l'âge de 4 mois.

#### **Morphotype 76**

C'est une mycorhize marron à sa base puis blanche, non ramifiée. Le mycélium extramatriciel est peu abondant. On note la présence d'un gros et long rhizomorphe marron (planche XVIIIId). La coupe transversale montre un manteau épais pseudoparenchymateux, un réseau de Hartig qui s'immisce sur plusieurs assises cellulaires et des tanins assez abondants (planche XVIIIe).

#### **Morphotype 77**

Cette mycorhize est de couleur marron, à distribution coralloïde. Le mycélium extramatriciel est abondant et recouvre presque toute la mycorhize. On observe la présence de quelques cordons et rhizomorphes longs et blanchâtres (planche XVIIIIf).

#### **Morphotype 78**

Cette mycorhize est simple et marron. Son mycélium extramatriciel est abondant et cotonneux. Ses filaments retiennent des particules de sol (planche XIXa). En coupe transversale, le manteau fongique apparaît épais et présente une structure pseudoparenchymateuse. Le réseau de Hartig entoure 2 à 3 couches de cellules corticales. L'assise à tanins est bien visible (planche XIXb).

#### **Morphotype 79**

Cette mycorhize est blanche à ramification simple. Son mycélium extramatriciel est assez abondant et cotonneux (planche XIXc). La coupe anatomique nous révèle, un manteau peu épais et pseudoparenchymateux, le réseau de Hartig s'immisce entre 2 ou 3 assises cellulaires. La couche tanifère est bien visible (planche XIXd).

**Morphotype 80**

C'est une mycorhize simple et blanche. Le mycélium extramatriciel est très peu abondant (planche XIXe).

**Morphotype 81**

Cette mycorhize est simple, de couleur orange. Son mycélium extramatriciel est peu développé, il est composé d'hyphes blancs et courts (planche XIXf). En coupe, le manteau est épais, présente une structure plectenchymateuse. Le réseau de Hartig se développe sur plusieurs couches de cellules corticales. La couche à tanins est importante (planche XIXg).

**Morphotype 82**

C'est une mycorhize simple, de couleur orange claire. Le mycélium extramatriciel recouvre l'extrémité de l'ectomycorhize (planche XXa). En coupe transversale, le manteau fongique apparaît épais et plectenchymateux. Le réseau de Hartig se développe entre les 2 premières assises cellulaires (planche XXb).

**Morphotype 83**

Cette mycorhize est simple et orange. Le mycélium extramatriciel est peu abondant, on observe la présence de quelques rares cordons (planche XXc). La coupe anatomique nous montre un manteau fongique épais et plectenchymateux, un réseau de Hartig bien développé qui s'immisce entre plusieurs cellules corticales (planche XXd).

**1-4-1-2- Plants produits sur sol de Tikjda âgés de 5 mois**

Trois morphotypes distincts ont été observés sur ce substrat à l'âge de 5 mois. Il s'agit du type morphologique 83 décrit précédemment et de 2 nouveaux qui sont :

**Morphotype 84**

C'est une mycorhize orange légèrement marron, à ramification dichotomique. Elle est lisse (planche XXe). En coupe, on observe un manteau fongique peu épais, un réseau de Hartig peu développé et une couche de cellules à tanins (planche XXf).

**Morphotype 85**

C'est une mycorhize marron à extrémité plus claire, non ramifiée, elle présente des étranglements. Le mycélium extramatriciel est peu abondant et localisé surtout à sa base

(planche XXg). En coupe anatomique, le manteau est épais et plectenchymateux, le réseau de Hartig est bien visible sur 2 à 3 couches de cellules corticales. La couche à tanins est importante (planche XXh).

#### **1-4-1-3- Plants élevés sur sol de Tala Guilef âgés de 5 mois**

Un seul morphotype a été observé sur ce substrat à l'âge de 5 mois. Il s'agit du type morphologique 83 décrit sur les deux autres sols.

#### **1-4-2- Mycorhizes observées sur les plants âgés de 7 mois**

A 7 mois, les systèmes racinaires des plants de pin noir élevés dans les trois sols sont abondamment mycorhizés. Mais le nombre de types morphologiques décrits sur chacun des 3 substrats est encore variable.

##### **1-4-2-1- Sol de Tala Rana**

Dix types morphologiques ont été inventoriés sur ce sol, parmi lesquels 3 ont été observés à 4 mois (morphotypes 81, 82, 83) et 7 nouveaux qui sont :

##### **Morphotype 87**

C'est une mycorhize marron à sa base et orange aux extrémités, à distribution monopodiale. Son mycélium extramatriciel orange est très abondant, on distingue un gros rhizomorphe bien structuré, ramifié, long et attaché à la mycorhize (planche XXIc). En coupe anatomique, le manteau fongique apparaît très épais et plectenchymateux. Le réseau de Hartig bien développé s'étend sur 3 couches de cellules corticales. On observe une couche de tanins irrégulière entre le manteau et le cortex (planche XXIId).

##### **Morphotype 88**

Cette mycorhize est orange et dichotomique, le mycélium extramatriciel est peu présent, il est absent à la base au diamètre plus réduit de l'ectomycorhize, il est sous forme de touffe à l'extrémité (planche XXIe : à gauche et en haut de la photo). En coupe transversale, le manteau fongique est épais et plectenchymateux, le réseau de Hartig se développe sur les 2 premières assises cellulaires du parenchyme cortical. La couche à tanins est importante (planche XXIIf).

**Morphotype 89**

C'est une mycorhize simple et marron, avec des reflets bruns jaunes. Le mycélium extramatriciel est peu abondant. La base de l'ectomycorhize est dépourvue de mycélium (planche XXIe : à droite et en bas de la photo). La coupe anatomique, nous montre un manteau épais et pseudoparenchymateux, un réseau de Hartig qui se développe sur plusieurs couches cellulaires et des tanins assez abondants (planche XXIg).

**Morphotype 90**

Cette mycorhize est marron à sa base et orange aux extrémités. Elle présente une distribution dichotomique. Le mycélium extramatriciel est abondant et est sous différentes formes. A la base de l'ectomycorhize, il est sous forme d'hyphes fins retenant des particules de sol, à son extrémité il est sous forme cotonneuse. On distingue un gros rhizomorphe blanc et long (planche XXIIa). En coupe anatomique on observe un manteau très épais à structure pseudoparenchymateuse, un réseau de Hartig qui s'immisce entre 3 et 4 couches cellulaires. La couche à tanins est importante (planche XXIIb).

**Morphotype 91**

Cette ectomycorhize est marron à orange, à distribution dichotomique. Le mycélium extramatriciel est peu abondant, il est formé d'hyphes fins blancs et courts retenant des particules de sol bien adhérentes à la mycorhize (planche XXIIc). En coupe anatomique, le manteau fongique est épais et pseudoparenchymateux, le réseau de Hartig bien développé entoure les cellules de plusieurs couches de l'assise corticale, les cellules à tanins sont assez présentes (planche XXIIId).

**Morphotype 92**

Située sur le même axe et à droite de la mycorhize précédente, cette ectomycorhize est simple, marron et longue. Le mycélium extramatriciel est peu abondant, formé d'hyphes fins retenant des particules de sol formant des agglomérats caractéristiques (planche XXIIc). En coupe transversale, on observe un manteau épais et pseudoparenchymateux, un réseau de Hartig qui se développe sur 2 à 3 assises cellulaires et une couche à tanins bien visible (planche XXIIe).

**Morphotype 93**

Cette mycorhize est de couleur marron foncé, elle est simple et longue. Son mycélium extramatriciel peu abondant est surtout localisé à son extrémité sous forme d'une petite touffe

blanchâtre. La partie basale de l'ectomycorhize, au diamètre réduit, est dépourvue de manteau (planche XXII f). En coupe, le manteau est très épais et pseudoparenchymateux, il présente des ornements. Le réseau de Hartig s'étend sur 2 assises corticales. On observe une petite couche de cellules à tanins (planche XXII g).

#### **1-4-2-2- Sol de Tikjda**

Sur ce sol, 3 types morphologiques ont été décrits dont une nouvelle ectomycorhize. Les deux autres ont été observées sur ce même sol à 5 mois (morphotypes 83 et 85).

#### **Morphotype 86**

C'est une mycorhize orange, longue et non ramifiée. Le mycélium extramatriciel est peu abondant. Il est formé d'hyphes très courts retenant parfois des particules de sol (planche XXI a). La coupe anatomique, montre un manteau fongique épais à structure pseudoparenchymateuse. Le réseau de Hartig bien développé s'immisce entre 4 assises de cellules du parenchyme cortical. Les tanins sont bien visibles (planche XXI b).

#### **1-4-2-3- Sol de Tala Guilef**

Ce sol est le moins diversifié, un seul type morphologique, le même observé à 5 mois, a été décrit (morphotype 83).

#### **1-4-3- Mycorhizes observées sur les plants âgés de 12 mois**

Une diversité remarquable de mycorhizes a été observée sur les systèmes racinaires des jeunes pins noirs élevés sur les 3 sols.

#### **1-4-3-1- Sol de Tala Rana**

Dix-sept ectomycorhizes distinctes ont été observées sur ce sol, parmi lesquelles 12 sont nouvelles, 2 ont été rencontrées à l'état naturel (morphotypes 30 et 58) et 3 en pépinière aux stades précédents (morphotypes 82, 83 et 84).

#### **- Nouvelles ectomycorhizes**

#### **Morphotype 94**

C'est une mycorhize dichotomique et longue, de couleur orange aux extrémités blanches. Sa base plus sombre paraît plus vieille. Le mycélium extramatriciel blanc est très abondant. Il est composé d'hyphes plus au moins épais. On distingue des cordons blancs formés d'un

assemblage d'hyphes parallèles plus ou moins agrégés et/ou d'hyphes entrelacés. Les rhizomorphes sont absents. Des particules de sol sont retenues par les hyphes (planche XXIIIa).

#### **Morphotype 95**

Cette mycorhize est à distribution dichotomique. Composée d'une partie marron foncé et d'une partie dichotomique orange. Le mycélium extramatriciel blanc est abondant. Il est sous forme d'un voile formé d'hyphes retenant des particules de sol. On distingue quelques rares cordons courts (planche XXIIIb).

#### **Morphotype 96**

Cette ectomycorhize est simple et longue. De couleur marron foncé à noir. Le mycélium extramatriciel de couleur crème est abondant. Il recouvre toute la mycorhize. On distingue quelques cordons également crème (planche XXIIIc).

#### **Morphotype 97**

Cette mycorhize est simple et orange. Elle est lisse son extrémité est en reprise d'activité (planche XXIIId).

#### **Morphotype 98**

Cette ectomycorhize est à distribution dichotomique. De couleur orange. Le mycélium extramatriciel est très abondant et blanc. On distingue de nombreux cordons et des rhizomorphes bien structurés et ramifiés (planche XXIIIe).

#### **Morphotype 99**

Cette mycorhize est dichotomique. De couleur orange à blanche. Le mycélium extramatriciel blanc est assez abondant. Les cordons et les rhizomorphes sont absents (planche XXIII f).

#### **Morphotype 100**

C'est une mycorhize simple et longue. Elle est formée d'une vieille partie basale au diamètre réduit, de couleur marron foncé et d'une partie plus jeune au diamètre plus important de couleur orange. La phase extramatricielle est abondante. On distingue des cordons et un gros et long rhizomorphe blanc (planche XXIIIg).

**Morphotype 101**

Cette mycorhize est simple, longue et orange, sa partie basale au diamètre réduit est marron et semble plus âgée. Le mycélium extramatriciel blanchâtre est peu abondant, il est formé d'hyphes fins et courts localisés surtout à la base de l'ectomycorhize. Les cordons et les rhizomorphes sont absents (planche XXIIIh).

**Morphotype 102**

C'est une ectomycorhize simple, de couleur marron à orange. Ses extrémités plus claires sont translucides. Le mycélium extramatriciel blanc est assez abondant, localisé surtout à sa base. On note la présence d'un rhizomorphe formé d'hyphes plus ou moins entrelacés (planche XXIVa).

**Morphotype 103**

Cette mycorhize simple est de couleur marron à orange. Le mycélium extramatriciel blanc est abondant, il présente un aspect filamenteux, rassemblé en mèches dans certains cas. On distingue des cordons et des rhizomorphes, longs et bien structurés (planche XXIVb).

**Morphotype 104**

Cette mycorhize est simple et orange. Elle est formée de deux parties : la partie basale de couleur marron foncé portant encore des poils absorbants et une partie terminale orange plus enflée. Cette dernière présente des étranglements. Cette ectomycorhize est pratiquement lisse, son manteau présente de petites excroissances (planche XXIVc).

**Morphotype 105**

C'est une mycorhize simple, de couleur marron foncé, à extrémité translucide. Le mycélium extramatriciel est peu abondant. Il est formé d'hyphes blancs et fins, plus présents à la base de l'ectomycorhize (planche XXIVd).

**1-4-3-2- Sol de Tikjda**

Dix morphotypes différents ont été décrits sur le système racinaire des plants produits sur ce sol, parmi lesquels 5 sont nouveaux, 2 ont été trouvés à l'état naturel (morphotypes 2 et 30) et 3 en pépinière aux stades précédents (morphotypes 83, 86 et 101).

**- Nouvelles ectomycorhizes****Morphotype 106**

C'est une mycorhize simple, de couleur marron foncé à noir. Le mycélium extramatriciel est abondant. De couleur blanc pâle, il recouvre toute l'ectomycorhize. Il est formé de filaments courts et fins qui retiennent des particules de sol (planche XXIVe).

**Morphotype 107**

Cette mycorhize est simple et longue, de couleur orange. Le mycélium extramatriciel blanchâtre, est peu abondant. Il est formé d'hyphes courts qui retiennent des particules de sol, surtout à la base de l'ectomycorhize (planche XXIVf).

**Morphotype 108**

C'est une mycorhize marron, aux extrémités plus claires. Elle est ramifiée dichotomiquement. Le mycélium extramatriciel blanc, est abondant sur toute l'ectomycorhize. Il est formé d'hyphes fins et courts qui retiennent des particules de sol (planche XXIVg).

**Morphotype 109**

Cette mycorhize est de couleur marron foncé. Elle est dichotomique. Le mycélium extramatriciel est peu présent. On distingue la présence d'un cordon blanc pâle (planche XXIVh).

**Morphotype 110**

Cette ectomycorhize est simple, de couleur marron. Le mycélium extramatriciel est abondant. Il est formé d'hyphes blanchâtres qui peuvent se rassembler en touffes. Ces hyphes retiennent aussi des particules de sol. On distingue quelques rares cordons (planche XXVa).

**1-4-3-3- Sol de Tala Guilef**

Dix morphotypes différents ont été décrits sur les racines des plants de pin noir produit sur ce sol, dont 4 sont nouveaux, 2 ont été observés à l'état naturel (morphotypes 26 et 30) et 4 ont été inventoriés en pépinière précédemment (morphotypes 83, 101, 103 et 106).

**- Nouvelles ectomycorhizes****Morphotype 111**

Cette mycorhize est simple et longue. De couleur orange, son extrémité est plus claire. Elle est pratiquement lisse. On distingue quelques hyphes blancs et courts (planche XXVb).

**Morphotype 112**

C'est une mycorhize dichotomique, de couleur jaune. Ses extrémités sont blanches. Le mycélium extramatriciel est très abondant. Il est blanc et sous forme cotonneuse. Ses hyphes retiennent des particules de sol formant des agglomérats caractéristiques. On distingue des cordons blancs et des rhizomorphes de même couleur que la mycorhize (planche XXVc).

**Morphotype 113**

Cette ectomycorhize est simple et courte, de couleur orange à jaune. Le mycélium extramatriciel est assez abondant. Il est formé d'hyphes blancs, fins et assez courts qui retiennent des particules de sol. Les cordons et les rhizomorphes sont absents (planche XXVd).

**Morphotype 114**

C'est une mycorhize simple, orange à extrémité blanche. Le mycélium extramatriciel est peu présent, de couleur blanche il est parfois rassemblé en touffe. Les cordons et les rhizomorphes sont absents (planche XXVe).

**1-4-4- Mycorhizes observées sur les plants âgés de 24 mois produits sur sol de Tala Rana**

Seize morphotypes différents ont été observés sur le système racinaire du pin noir produit sur ce sol, parmi lesquels 10 sont nouveaux, 1 a été rencontré à l'état naturel (morphotype 30) et 5 en pépinière (morphotypes 83, 84, 86, 96 et 105).

**- Nouvelles ectomycorhizes****Morphotype 115**

Cette mycorhize est simple, courte et/ou longue. De couleur marron, ses extrémités sont plutôt orange. Le mycélium extramatriciel est abondant. Il est formé d'hyphes blanchâtres, plus ou moins courts qui retiennent des particules de sol formant des agglomérats caractéristiques bien collés à la base de la mycorhize. On observe quelques cordons longs et blancs démarrant d'une extrémité de la mycorhize (planche XXVf).

**Morphotype 116**

C'est une mycorhize marron, simple et courte. Le mycélium extraradicalaire est assez présent, il est formé d'hyphes blancs fins et assez longs qui retiennent des particules de sol. On distingue un long cordon blanc et bien structuré (planche XXVg).

**Morphotype 117**

Cette mycorhize est marron à apex plus clair, elle est simple et présente des étranglements. Le mycélium extramatriciel blanc est abondant, il est formé d'hyphes fins et courts. On distingue un long cordon blanc (planche XXVh).

**Morphotype 118**

Cette mycorhize est de couleur caramel, elle est simple. Le mycélium extramatriciel est assez abondant, il est formé d'hyphes blancs, plus ou moins courts. On distingue un long rhizomorphe, marron et ramifié (planche XXVIa).

**Morphotype 119**

C'est une mycorhize marron, à apex plus clair, elle est simple et longue. Le mycélium extramatriciel est très abondant, de couleur surtout blanche, il est sous forme cotonneuse et recouvre complètement certaines mycorhizes. Ses hyphes retiennent des particules de sol. On distingue de nombreux cordons, de même couleur que la mycorhize. Ces cordons sont longs, bien structurés et ramifiés (planche XXVIb).

**Morphotype 120**

Cette ectomycorhize est marron, à distribution dichotomique. Le mycélium extramatriciel est assez présent. Il est formé d'hyphes blancs, courts, qui se rassemblent parfois pour former de petites touffes. On note la présence d'un cordon blanc (planche XXVIc).

**Morphotype 121**

Cette mycorhize est marron, simple et présente des étranglements. Le mycélium extraradicalaire blanc, est abondant. Il est sous forme d'un voile fin englobant quelques mycorhizes. Ses hyphes sont fins et longs auxquels sont attachées des particules de sol. On distingue de nombreux cordons marron et longs (planche XXVIId).

**Morphotype 122**

C'est une mycorhize dichotomique, sa base est marron et par la suite devient orange. Le mycélium extraracinaire est peu présent. Il est formé d'hyphes, blancs très courts (planche XXVIe).

**Morphotype 123**

Située sur le même axe racinaire que la précédente, cette mycorhize est simple et longue. De couleur marron à sa base et orange par la suite. Elle pratiquement lisse (planche XXVIe).

**Morphotype 124**

Cette mycorhize est de couleur marron foncé, présente une distribution dichotomique. Le mycélium extramatriciel est assez présent. Il est formé d'hyphes blancs, le plus souvent courts. On distingue un rhizomorphe blanc (planche XXVIe).

**1-5- Classification des ectomycorhizes**

Pour classer les différents morphotypes observés en pépinière, nous avons adopté les mêmes critères que ceux utilisés pour l'étude de la mycorhization à l'état naturel. Cette classification ne concerne pas les résultats obtenus pour l'étude des mycorhizes des plants âgés de 24 mois, produits sur le sol de tala Rana.

**Groupe A**

Les morphotypes classés dans ce groupe sont : M26, M30, M79, M80, M81, M82, M83, M84, M85, M86, M88, M89, M91, M92, M93, M101, M104, M105 et M111.

**Groupe B**

Les ectomycorhizes appartenant à ce groupe sont : M2, M58, M78, M95, M96, M97, M99, M106, M107, M108, M109, M110, M113 et M114.

**Groupe C**

Les morphotypes classés dans ce groupe sont : M76, M77, M87, M90, M94, M98, M100, M102, M103 et M112.

Le groupe A est le plus riche en morphotypes avec 19 types morphologiques, soit 44,18% du total des ectomycorhizes distinctes décrites jusqu'à 12 mois. Le groupe B renferme 14 morphotypes avec un taux de 32,55%. Le groupe C est le moins riche avec 10 morphotypes et un taux de 23,25% du total des morphotypes (figure 12).

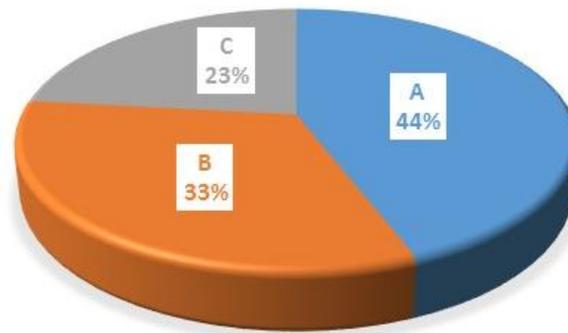


Figure 12. Répartition des morphotypes observés en pépinière par groupes morphologiques fonctionnels

Sur les trois sols, la répartition des morphotypes par groupe fonctionnel est variable. Sur le sol de Tala Rana, le groupe A domine avec 50% des morphotypes observés. Les groupes C et B renferment respectivement 30% et 20% des types décrits.

Sur le sol de Tikjda, aucun morphotype appartenant au groupe C n'a été observé. Les groupes fonctionnels A et B renferment le même nombre de morphotype. Sur le substrat de Tala Guilef, le groupe A domine avec 50% des types morphologiques observés suivi des groupes B et C avec respectivement 30% et 20% du total des morphotypes décrits (figure 13).



Figure 13. Répartition des morphotypes observés par groupes morphologiques en fonction des sols

Concernant les premières mycorhizes qui apparaissent, nous constatons que 70% des morphotypes observés, sur les trois sols à 4 et à 5 mois, appartiennent au groupe A, suivi du groupe C avec 20% et du groupe B avec 10% des types morphologiques. Cette dominance du groupe A se maintient à 7 mois sur les trois sols, avec 83,33% des morphotypes. Le groupe C n'est représenté que par 16,66% des types morphologiques. Ce n'est qu'à l'âge de 12 mois, qu'un certain équilibre s'établit entre les groupes. Cependant à cet âge, le groupe B domine avec 44,82% des morphotypes suivie du groupe A (34,48%) et du groupe C (20,68%).

### 1-6- Quantification de la mycorhization

Les valeurs de la colonisation mycorhizienne en pépinière sur les différents sols sont indiquées dans le tableau suivant :

Tableau 3. Taux de mycorhization des jeunes pins noirs en pépinière en fonction des substrats et à différents âges

<b>Sol</b>	<b>Tala Rana</b>				<b>Tikjda</b>			<b>Tala Guilef</b>		
<b>Age</b>	4 mois	7 mois	12 mois	24 mois	5 mois	7 mois	12 mois	5 mois	7 mois	12 mois
<b>Taux de mycorhization (%)</b>	29,5	82,03	94,06	95,2	23,7	73,72	76,4	21,3	63,13	75,5

D'après l'échelle de Goncalves (1994), la mycorhization des jeunes plants est modérée au moment de l'apparition des premières mycorhizes, sur les trois sols et cela quelque soit le nombre de morphotypes apparus.

A partir de sept mois, la mycorhization est abondante sur les trois substrats et là aussi malgré la différence dans la diversité des types morphologiques.

### 2- Discussion

La mycorhization est conditionnée par la présence de racines courtes (Aldrich-Blake, 1930 *in* Abourouh, 1994). L'architecture racinaire du pin noir peut donc être un facteur limitant, dans la mesure où un faible développement du système racinaire entraîne l'absence de racines courtes réceptives à la mycorhization. En effet, il ressort de cette étude que le système racinaire des jeunes plants de pin noir présente un nombre de racines courtes très faibles durant les premiers mois de culture (une moyenne de 39 à 98 par plant). Sur les sols de Tikjda et de Tala Guilef, l'appareil racinaire des plants âgés de 03 mois est peu développé. Il est formé d'un pivot sur lequel apparaissent latéralement quelques racines secondaires d'ordre I et II. Il n'est pas mycorhizé. Par contre, sur les plants produits sur le sol de Tala Rana, le système racinaire est plus développé et présente un nombre un peu plus élevé de racines secondaires longues et de racines courtes non encore mycorhizées. Durant ces premiers mois

où la mycorhization est absente, les plantes ectotrophes comme le pin noir dépendent d'abord de leurs réserves cotylédonaire pour leur croissance juvénile (Marshall et Kozlowski, 1976 ; Mulligan et Patrick, 1985 ; Kitajima, 2002 in Bâ *et al*, 2011). Au stade cotylédonaire, si elles sont colonisées par des champignons ectomycorhiziens, elles n'en dépendent pas pour leur croissance (Bâ *et al*, 1994c). Cette absence de mycorhization a été déjà signalée par Trappe et Stand (1969) particulièrement durant la première saison de croissance et le manque de mycorhize a toujours été un problème dans les pépinières forestières (Molina, 1981). Strullu (1991), note qu'après la germination de la graine, le temps nécessaire pour que la jeune racine soit susceptible de réaliser la symbiose varie selon l'espèce d'arbre, de quelques jours pour les eucalyptus (Malajczuk *et al*, 1990), à plusieurs semaines pour les *Fagacées* et les *Pinacées*. De même, Abourouh (2000), rapporte que la mycorhization naturelle en pépinière des plants de divers pins (*Pinus canariensis*, *P. pinaster* var. *maghrebiana*, *P. pinaster* var. *atlantica* et *P. halepensis*), si elle existe dans la plupart des cas, elle reste souvent faible et aléatoire. Cette mycorhization tardive peut s'expliquer en partie par l'intensité lumineuse plus faible en janvier et en février, après la germination des graines de pin noir (journées plus courtes). En effet, la mycorhization n'a pas lieu si l'intensité lumineuse à laquelle est soumis l'hôte est inférieure à une certaine valeur seuil, elle devient de plus en plus intense quand l'éclairement s'élève jusqu'à une certaine valeur optimale à partir de laquelle elle diminue (Boullard, 1968 ; Dommergues et Mangenot, 1970). L'influence de la lumière s'explique facilement si l'on admet la théorie de Björkman (1949) suivant laquelle la formation des mycorhizes est sous la dépendance du taux de glucide des racines, c'est-à-dire de l'activité photosynthétique de l'hôte, qui serait plus importante avec l'apparition de la tige principale (plus de surface foliaire). En effet, dans chaque sol testé, ce n'est qu'après débourrement du bourgeon terminal et apparition de la tige principale qu'apparaissent les premières mycorhizes sur les jeunes plants de pin noir. Par contre, Bâ *et al* (1991), rapportent que la mycorhization d'*Azelia africana* se produit au stade cotylédonaire bien avant l'étalement des premières feuilles. Cela suggère un rôle possible des cotylédons dans l'établissement de la symbiose.

D'autre part, le mycélium des champignons qui constitue la source de nourriture exclusive pour une grande partie de la microfaune du sol, peut aussi expliquer l'échec de la mycorhization durant les premiers mois de culture. En effet, de nombreuses expériences ont démontré que cette microfaune mycophage consommait une part importante des champignons croissant dans la rhizosphère, au point de pouvoir fortement compromettre l'établissement et le fonctionnement de la symbiose. C'est là, le principal facteur déterminant le statut

mycorhizien des plants ; pourtant, du fait de la difficulté à expérimenter avec la microfaune sur le terrain et le cloisonnement des disciplines, les recherches sont récentes avec encore peu de résultats (Garbaye, 2013).

Dans cette étude, la mycorhization du pin noir s'effectue naturellement au stade juvénile en pépinière. Toutefois, cette mycorhization naturelle a débuté à l'âge de 4 mois sur sol de Tala Rana et à 5 mois sur les sols de Tikjda et de Tala Guilef. Smail (2009) a constaté une mycorhization encore plus tardive de jeunes pins noirs sur sol de chênaie, où les premières mycorhizes sont apparues à l'âge de 7 mois. Une très grande diversité morphologique a été observée. Cette diversité augmente avec l'âge des plants et croit rapidement pendant la première année de la vie des jeunes plants. On a observé un phénomène de succession et/ou d'addition des symbiotes fongiques. Des morphotypes nouveaux s'ajoutent aux précédents sans toutefois les supplanter. C'est ainsi que sur chacun des 3 sols, une séquence d'apparition de plusieurs morphotypes est révélée sur les racines de *Pinus nigra* au cours du temps.

Sur le sol de Tala Rana, 41 morphotypes ont été observés en 24 mois. Les morphotypes 76, 77, 78, 79, 80, 81, 82 et 83 sont apparus en premier et occupent 29,5% du système racinaire des semis âgés de 4 mois. Certains de ces morphotypes observés en premier, persistent à 7 mois (M81, M82 et M83), les autres ont disparu pour laisser la place à sept nouveaux types morphologiques (M87, M88, M89, M90, M91, M92 et M93), qui occupent ensemble 82,03% du système racinaire. A l'âge de 12 mois, deux morphotypes seulement persistent et quinze nouveaux types morphologiques sont apparus avec un taux de mycorhization total de 94,06%. Sur les plants âgés de 24 mois, onze nouveaux morphotypes ont été observés en plus de cinq décrits sur ce sol précédemment. Le taux de mycorhization à cet âge a atteint 95,2%.

Sur le sol de Tikjda, douze morphotypes ont été observés la première année. Les morphotypes 83, 84 et 85 sont apparus les premiers et colonisent 23,7% des systèmes racinaires des jeunes plants âgés de 5 mois. Le type morphologique 86 est apparu à 7 mois en plus de deux morphotypes (M83 et M85) observés à 5 mois dont les fréquences ont augmenté. Le taux de mycorhization a aussi augmenté pour atteindre 73,72%. A 12 mois, huit nouveaux morphotypes sont apparus (M2, M30, M101, M106, M107, M108, M109, et M110) qui s'ajoutent à deux autres types rencontrés précédemment. Le taux de colonisation du système racinaire est de 76,4%.

Sur le sol de Tala Guilef, dix morphotypes ont été observés lors de la première année. Le morphotype 83 apparaît en premier et occupe 21,3% du système racinaire à l'âge de 5 mois et 63,13% à l'âge de 7 mois. A l'âge de 12 mois, neuf nouveaux morphotypes apparaissent en plus du type morphologique 83 qui persiste, le taux de mycorhization est de 75,5%.

Concernant les morphotypes qui persistent, leurs fréquences augmentent pour la plupart avec l'âge des plants. Les champignons qui apparaissent en premier peuvent persister, régresser ou disparaître en laissant la place à d'autres. L'apparition des morphotypes se développe selon une séquence temporelle et spatiale (colonisation multiple sur la même racine) avec une diversité en espèces fongiques qui augmente au cours du temps. Les souches précoces n'empêchent pas la mycorhization par les souches tardives. Cependant, il n'y a pas de remplacement des champignons précoces par les champignons tardifs mais un processus d'addition au cours du développement de la plante hôte (Bâ *et al.*, 2011). Plusieurs travaux suggèrent que les symbiotes fongiques s'installent en fonction de l'âge des arbres selon un processus de succession et/ou d'addition (Garbaye *et al.*, 1986 ; Dighton et Mason, 1985 ; Chilvers *et al.*, 1987 ; Bâ *et al.*, 1991 ; Read, 1997). Deux hypothèses sont généralement proposées pour expliquer le processus d'addition et/ou de succession des symbiotes fongiques (Dighton et Mason, 1985 ; Chilvers *et al.*, 1987). Une première hypothèse suggère que les photosynthétas, sucres sous forme de glucose et de fructose, disponibles dans les racines augmentent au cours du vieillissement de la plante hôte et conditionne ainsi l'ordre d'apparition des champignons ectomycorhiziens (Vogt *et al.*, 1982 ; Dighton et Mason, 1985 ; Bâ *et al.*, 1994c ; Nehls et Hampp, 2000). En effet, des régénérations naturelles par semis et par rejets de souches contractent des ectomycorhizes avec des champignons tardifs qui seraient, en raison de leur besoin en sucres, suffisamment approvisionnées par les arbres adultes via leur réseau ectomycorhizien (Simard *et al.*, 1997a,b ; Simard et Durall, 2004). Au contraire des semis, élevés sur du sol isolé des arbres adultes, forment uniquement des ectomycorhizes avec des champignons précoces (Fleming, 1983). La raison est que ces derniers ont des besoins en sucres moins importants et ainsi colonisent les jeunes plants (Dighton et Mason, 1985). Une seconde hypothèse prend en compte la nature et la densité des propagules fongiques (spores, sclérotas, rhizomorphes) pour expliquer le processus d'addition et/ou de succession des symbiotes fongiques sur les racines des jeunes arbres (Bâ *et al.*, 2011). Des propagules abondantes et ubiquistes, se conservant longtemps et très mobiles, constituent en effet pour un champignon un avantage adaptatif qui lui permettra d'être rapidement présent sur une racine et de l'infecter. La capacité saprophytique de certaines

espèces peut aussi faciliter leur survie dans le sol en l'absence de la plante hôte et les mettre en situation de priorité (Strullu, 1991).

Parmi tous les morphotypes observés en pépinière sur les trois sols, seul sept types morphologiques sont communs à quelques substrats. Les morphotypes 30, 83 et 101 ont été décrits sur les trois sols. Les types morphologiques 84 et 86 sont communs aux sols de Tala Rana et de Tikjda. Le morphotype 103 est communs aux substrats de Tala Rana et de Tala Guilef et le type 106 a été retrouvé dans les sols de Tikjda et de Tala Guilef. Tous les champignons responsables de ces mycorhizes peuvent être considérées comme des espèces ubiquistes qu'on peut retrouver sur la même espèce d'hôte dans des régions différentes. A cet effet Carriconde (2008), note que parce qu'ils produisent des quantités considérables de spores (plusieurs milliards pour un même carpophore) (Durrieu, 1993) et qu'on les retrouve en abondance dans l'atmosphère (Ingold, 1971), les champignons sont souvent présentés comme étant des organismes cosmopolites capables de se disperser sur de très grandes distances.

Parmi les morphotypes décrits en pépinière, sur les trois sols à différents âges, 4 types morphologiques ont été observés à l'état naturel dans les trois stations sur les arbres âgés, il s'agit des morphotypes 2, 26, 30 et 58. Ces derniers sont apparus qu'à l'âge de 12 mois. Les champignons responsables n'appartiendraient donc ni au stade précoce, ni au stade tardif. Ces champignons peuvent constituer une base pour la sélection de symbiotes efficaces pour un programme de mycorhization contrôlée, utilisant uniquement des souches indigènes pour éviter toute invasion biologique et toute mauvaise adaptation des champignons introduits. En effet, les traits d'adaptation écologique sont primordiaux : une souche fongique qui ne subsisterait pas dans les conditions normales de culture de la plante cible, n'a pas sa place dans le processus de criblage expérimental. Il est donc prudent de ne tester que des souches connues pour former des mycorhizes avec l'espèce de plante cible et provenant de sites présentant un sol et un climat proches de ceux de la région d'introduction. De plus, dans le cas des ectomycorhizes des arbres forestiers, la capacité de s'associer à la fois à de très jeunes semis (pour pouvoir inoculer le champignon dès le stade de la pépinière) et à des arbres plus âgés (pour stimuler la croissance des plantation le plus longtemps possible) est primordiale (Garbaye, 2013). Ces espèces de champignons ectomycorhiziens retrouvées en pépinière et à l'état naturel, ont une large amplitude écologique et une grande capacité d'adaptation aux stress et aux changements brutaux de leur environnement (Strullu, 1991).

L'utilisation dans ce travail des sols forestiers naturels a amélioré le statut mycorhizien des jeunes plants de pin noir, puisqu'ils ont entraîné la formation d'ectomycorhizes structurées dès le quatrième et le cinquième mois de culture. Hocine (1998), rapporte que le statut mycorhizien des plants en pépinière peut être amélioré par l'apport de terre prélevé en forêt, renfermant des propagules de champignons mycorhiziens. C'est une méthode utilisée depuis longtemps en reboisement dans certains pays en voie de développement (Mikola, 1973). Garbaye (2013), note aussi, que le recours aux inoculants naturels a cependant été, et, est encore employé avec succès à très grande échelle dans le cas des ectomycorhizes. L'inoculum naturel peut être aussi efficace que le champignon introduit. Par exemple, dans certains sols du sud du Sénégal, la présence d'actinomycètes antagonistes du champignon introduit expliquerait la supériorité de l'inoculum naturel sur la souche introduite pour la croissance du pin des Caraïbes (Duponnois *et al.*, 2010).

Le sol récepteur joue un rôle essentiel, car les caractéristiques physicochimiques et biologiques interviennent en modifiant l'intensité de la mycorhization (Mosse *et al.*, 1980 ; Harley, 1984 ; Perrin *et al.*, 1997). A partir de 5 et 6 mois, le taux de mycorhization a dépassé 50% sur les trois sols, seuil considéré par certains auteurs comme un minimum pour espérer des effets bénéfiques après reboisement (Ruehle et Brendemuehl, 1981 ; Marx *et al.*, 1984). Sur le sol de Tala Rana, nous avons enregistré un taux moyen de mycorhization supérieur à 80 %, à partir de 7 mois, et ce taux est significativement plus important que sur les substrats de Tikjda et de Tala Guilef.

Ce substrat présente une bonne réceptivité à l'inoculum naturel et donc à la mycorhization. Sur ce sol, la grande diversité ectomycorhizienne serait due à la disponibilité de l'inoculum des espèces fongiques concernées, relativement à la réceptivité de la plante (Newton, 1992). Selon Thapar et Paliwal (1982), la formation en pépinière des mycorhizes sur les pins dépend de plusieurs facteurs dont les plus importants sont l'efficacité de la source de l'inoculum du sol. En effet, ce résultat peut être aussi lié à la diversité des populations microbiennes de ce substrat, qu'il s'agisse d'espèces mycorhiziennes ou de bactéries et de champignons de la rhizosphère (Hocine *et al.*, 1994 ; Nezzar-Hocine *et al.*, 1997, 1998). Certaines composantes bactériennes de la mycorhizosphère et de l'hyphosphère développent des relations privilégiées avec les symbiotes fongiques et améliorent significativement l'établissement de la symbiose mycorhizienne. L'effet de ces bactéries auxiliaires à la mycorhization (BAM) peut se manifester sur différentes étapes du cycle de développement de la symbiose mycorhizienne à savoir (1) pour faciliter la phase pré-symbiotique du symbiote fongique ou (2) agir sur les

dialogues moléculaire régissant l'association et la reconnaissance des deux composantes de la symbiose qui aboutira à la formation d'une mycorhize fonctionnelle. Les BAM pourraient stimuler la germination des spores, des sclérotés et toute forme de propagules fongiques qui assurent la conservation et la dissémination des champignons dans le sol (Bâ *et al.*, 2011). Garbaye (1994) et Frey-Klett *et al.*, (2007) ont également évoqué d'autres mécanismes susceptibles d'être impliqués dans l'effet BAM. Par exemple, les BAM pourraient stimuler la production de composés phénoliques et améliorer l'agressivité du symbiote vis-à-vis de la plante hôte. Ces facteurs microbiens constituent la composante majeure de la réceptivité des sols forestiers à la mycorhization (Perrin et Salerno, 1994) et l'infection ectomycorhizienne est le résultat de la compétition des champignons entre eux et d'interactions avec d'autres micro-organismes du sol (De Oliveira et Garbaye 1989).

Les différents morphotypes décrits, sont classés en groupes morphologiques. C'est ainsi que nous avons constaté une prédominance du groupe fonctionnel A par rapport aux deux autres groupes, comparativement aux ectomycorhizes du pin noir à l'état naturel, où le groupe C domine. En pépinière la dominance des morphotypes lisses serait due aux conditions particulières de la pépinière, notamment, l'arrosage fréquent des plants, qui limiterait le stress hydrique observé à l'état naturel. Selon Park *et al.*, (1983), les plants associés avec des champignons qui forment des rhizomorphes tolèrent en effet plus la sécheresse que les plants mycorhizés avec des champignons qui n'en produisent pas. Ce critère peut être d'une grande importance pour déterminer la période de reboisement dans la région méditerranéenne, où les plants sont soumis à des périodes de stress hydrique sévère. Durant la période de reboisement, les plants doivent être associés à des champignons formant des morphotypes appartenant aux groupes fonctionnels B et surtout C à phase extramatricielle développée et présentant des cordons et des rhizomorphes.

La grande richesse spécifique en morphotypes observés pourrait s'expliquer aussi par les pratiques culturales adoptées en pépinière. En effet, lors de la production des plants et de la conduite des semis, aucune désinfection des sols, aucun pesticide et aucune fertilisation n'ont été appliquées. Ces nombreuses techniques couramment utilisées en pépinière forestière ont un effet néfaste sur le développement des mycorhizes. Toutes les méthodes de désinfection des sols aboutissent à l'éradication totale de l'inoculum mycorhizien. De même, certains fongicides utilisés en pépinière ont un rôle néfaste sur le développement des mycorhizes (Strullu 1991 ; Le Tacon *et al.*, 1997). La fertilisation peut aussi inhiber le développement des

mycorhizes en pépinière. D'une manière générale, un niveau trop élevé d'éléments minéraux dans le sol diminue le nombre de mycorhizes. L'explication a été donnée par Marx, Hatch et Mendicino (1977). L'augmentation de la disponibilité en azote et en phosphore dans les solutions du sol accroît la synthèse protéique et la synthèse de composés phosphorylés, ce qui entraîne une diminution de la teneur en sucres solubles de la racine. Or la teneur en sucre soluble de la racine détermine les possibilités de nutrition de l'associé fongique et donc le taux d'infection mycorhizienne. Björkman (1949) a montré qu'il existait une bonne corrélation entre ces deux paramètres (Le Tacon *et al.*, 1997).

Toutes ces techniques de culture façonnent, dans un double but de productivité et d'uniformité des produits, un milieu plus homogène et plus simple, ont pour résultat de modifier radicalement le cortège ectomycorhizien des plants, dans le sens d'une plus grande pauvreté spécifique (Strullu, 1991). C'est pour cette raison qu'il est important de passer de l'agrochimie à l'agroécologie. L'agroécologie constitue une voie d'innovation majeure dans le domaine des productions horticoles (Deguine *et al.*, 2016).

Durant cet essai, nous avons constaté que l'association symbiotique est stable, ce qui, d'après Garbaye (2013), est particulièrement important, signifiant que l'interaction à bénéfice mutuel n'est pas fortuite et accidentelle, mais qu'elle s'exerce pendant une durée significative pour la vie des deux partenaires. Toutes ces fonctions assurées par les mycorhizes ne sont effectuées que pendant la période de stabilité de l'association et d'activité symbiotique proprement dite. Cet auteur ajoute que la durée de la période stable et active peut s'étendre d'une saison dans la majorité des cas, à plusieurs années pour certaines ectomycorhizes pérennes à reprise de croissance annuelle.

## **C- Mycorhization du pin noir après reboisement**

### **1- Résultats obtenus**

#### **1-1- Caractéristiques physico-chimiques du substrat utilisé à la pépinière d'Azazga**

Les caractéristiques physiques du sol sont résumées dans le tableau 4.

Tableau 4 : Principales caractéristiques physiques du substrat utilisé .

	<b>Texture (% de sol fin)</b>		
	Argiles ( $< 2 \mu\text{m}$ )	Limons ( $2 - 50 \mu\text{m}$ )	Sables ( $50 - 2000 \mu\text{m}$ )
Sol de chênaie	12.8	55.3	31.9

Selon la classification granulométrique utilisée précédemment, ce sol présente une texture limono-sableuse.

Les caractéristiques chimiques sont portées sur le tableau 5.

Tableau 5 : Principales caractéristiques chimiques du substrat utilisé.

	<b>pH</b> (eau)	<b>MO</b> (%)	<b>N (g.kg-1)</b> (Kjeldhal)	<b>C (g.kg-1)</b> (Méthode Anne)	<b>C/N</b>	<b>CaCo3</b> Total
Sol de chênaie	6.3	3.55	0.16	2.15	13	6.7

En utilisant le même guide des analyses en pédologie que précédemment, on constate que ce substrat présente un pH faiblement acide (6,3), moyennement pourvu en matière organique (M.O entre 3 et 4%). Il présente un humus de type mull (C/N inférieur à 15). Ce sol est faiblement calcaire (5-12,5% du calcaire total).

## **1-2- Suivi de la croissance aérienne des plants en pépinière (Azazga) et après reboisement**

Les résultats de la croissance en hauteur des pins noirs en pépinière 2 et après transplantation sont portés sur la figure 14. .

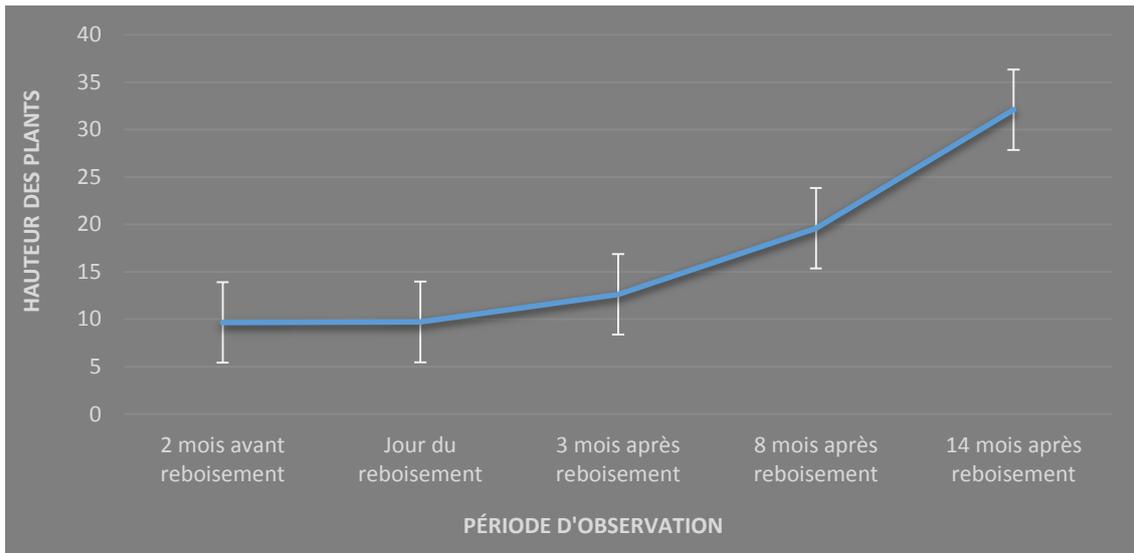


Figure 14 : Evolution de la hauteur (cm) de la tige des plants avant et après reboisement

On constate que la croissance en pépinière, entre le mois de Janvier (2 mois avant le reboisement) et le mois de Mars (jour du reboisement) stagne. Après le reboisement, la croissance des plants reprend. Les quatorze premiers mois après la transplantation, les plants ont une croissance importante et n'ont manifesté aucune crise de transplantation.

### 1-3- Description des ectomycorhizes des plants destinés au reboisement

Dans la pépinière d'Azazga, la mycorhization des plants a été étudiée à l'âge de 9 mois et à l'âge de 11 mois, correspondant au jour du reboisement des plants, à la station de Tala Rana.

#### 1-3-1- Plants produits sur sol de chênaie âgés de 9 mois

Seize morphotypes différents ont été observés sur les racines des jeunes plants. Parmi ces types morphologiques, 10 sont nouveaux, 3 ont été rencontrés à l'état naturel avec des fréquences plus faibles (morphotypes 2, 26 et 71) et 3 à la pépinière 1 avec approximativement les mêmes fréquences (morphotypes 82, 84 et 85).

#### - Nouvelles ectomycorhizes

##### Morphotype 125

C'est une mycorhize à distribution dichotomique, de couleur orange aux bouts translucides. Le mycélium extramatriciel est peu présent, ses hyphes retiennent des particules de sol. On

distingue la présence de quelques cordons, longs parfois ramifiés de couleur marron (planche XXVIg).

#### **Morphotype 126**

Cette mycorhize est de couleur orange, elle est simple et longue. Elle est pratiquement lisse, le mycélium extraradicaire est peu visible. Les cordons et les rhizomorphes sont absents (planche XXVIh).

#### **Morphotype 127**

Cette mycorhize est blanche, sa base est de couleur orange à marron. Elle présente une distribution dichotomique. Le mycélium extramatriciel est assez abondant. De couleur blanche, il est formé d'hyphes assez courts qui retiennent des particules de sol (planche XXVIIa).

#### **Morphotype 128**

C'est une mycorhize orange aux extrémités blanches. Elle est simple. Le mycélium extraracinaire est abondant. Il est formé d'hyphes blancs, fins et serrés qui retiennent des particules de sol, formant des agglomérats caractéristiques (planche XXVIIb).

#### **Morphotype 129**

Cette mycorhize est simple, longue et de couleur marron. Le mycélium extramatriciel est peu abondant. Il est formé d'hyphes blancs, serrés, groupés en petites touffes. Elle porte à son extrémité quelques hyphes marron dressés (planche XXVIIc).

#### **Morphotype 130**

C'est une mycorhize blanche, sa base est de couleur orange. Elle est simple. Le mycélium extramatriciel est assez présent, ses hyphes retiennent des particules de sol (planche XXVIIId).

#### **Morphotype 131**

A distribution dichotomique, cette mycorhize est blanche. Le mycélium extraradicaire, de couleur blanche, est assez abondant. Il est formé d'hyphes courts et serrés, recouvrant partiellement la mycorhize et s'étendant à l'axe racinaire (planche XXVIIe).

**Morphotype 132**

C'est une mycorhize simple, de couleur orange, son extrémité est blanche. Le mycélium extramatriciel est peu abondant. Il forme un manchon autour du dernier tiers de la mycorhize. Ses hyphes blancs sont fins et courts et retiennent des petites particules de sol (planche XXVIIIf).

**Morphotype 133**

Cette mycorhize est orange, à distribution dichotomique. Le mycélium extraradicalaire est abondant, ses hyphes blancs retiennent des particules de sol. On distingue un rhizomorphe long, ramifié, blanc et bien structuré (planche XXVIIg).

**Morphotype 134**

C'est une mycorhize simple et courte. De couleur orange. Le mycélium extramatriciel est très abondant. Il est sous forme d'un voile blanc recouvrant plusieurs mycorhizes. Parfois ses hyphes se rassemblent en touffe. Des particules de sol sont retenues par ses filaments (planche XXVIIh)

**1-3-2- Plants produits sur sol de chênaie âgés de 11 mois**

Dix neuf morphotypes ont été décrits sur le système racinaire du pin noir sur ce sol, parmi lesquels 12 sont nouveaux, 4 ont été rencontrés à l'état naturel (morphotypes 2, 30, 71 et 74) et 3 ont été observés à 9 mois sur ce même sol, il s'agit des morphotypes 84, 126 et 129.

**- Nouvelles ectomycorhizes****Morphotype 135**

Cette ectomycorhize est orange, à distribution dichotomique. Le mycélium extramatriciel blanc est très abondant, il est sous forme cotonneuse. Il est formé d'hyphes assez longs, qui retiennent des particules de sol. On observe quelques rares cordons (planche XXVIIIa).

**Morphotype 136**

C'est une mycorhize à distribution coralloïde, à apex translucides. Elle est de couleur marron foncé. Le mycélium extraradicalaire est très abondant, et, est sous forme cotonneuse recouvrant complètement la mycorhize. Il est formé d'hyphes blancs très serrés. On distingue un gros rhizomorphe blanc, long, ramifié et bien structuré (planche XXVIIIb).

**Morphotype 137**

Cette mycorhize est de couleur orange à marron. Elle présente une distribution coralloïde. Le mycélium extramatriciel est très abondant, il est sous forme d'un voile blanc, formé d'hyphes plus ou moins longs et serrés. On distingue quelques cordons et un long rhizomorphe bien structuré de même couleur que la mycorhize (planche XXVIIIc).

**Morphotype 138**

C'est une mycorhize marron et simple, elle est longue. Le mycélium extramatriciel blanc est très abondant. Il est surtout localisé à son extrémité et présente une forme cotonneuse. On distingue quelques cordons blancs et un long rhizomorphe également blanc (planche XXVIIIId).

**Morphotype 139**

Cette mycorhize est dichotomique, de couleur marron. Le mycélium extramatriciel blanc est abondant, localisé à l'extrémité de l'ectomycorhize. On distingue un gros rhizomorphe blanc, formé d'un assemblage d'hyphes plus ou moins agrégés (planche XXVIIIe).

**Morphotype 140**

C'est une mycorhize dichotomique de couleur marron foncé. Le mycélium extraradiculaire est abondant de couleur blanche. On distingue des cordons longs, blancs et/ou marron et des rhizomorphes blancs, longs et bien structurés (planche XXVIIIf).

**Morphotype 141**

A distribution dichotomique, cette mycorhize est de couleur marron foncé. Elle présente des étranglements. Elle est lisse (planche XXVIIIg).

**Morphologie 142**

Cette mycorhize est simple, de couleur orange, elle est pratiquement lisse, on observe quelques rares filaments d'hyphes blanchâtres courts (planche XXVIIIh).

**Morphotype 143**

C'est une mycorhize simple, de couleur marron foncé. Sa base porte encore des polis absorbants. Le mycélium extramatriciel est abondant, il se présente sous forme cotonneuse,

formé d'hyphes blancs très serrés, et sous forme d'hyphes noirs, longs et dressés (planche XXIXa).

#### **Morphotype 144**

Cette mycorhize est de couleur marron foncé. Elle présente une distribution dichotomique. Le mycélium extramatriciel est abondant. On distingue de nombreux cordons et de gros rhizomorphes blancs, longs, ramifiés et bien structurés (planche XXIXb)

#### **Morphotype 145**

Cette mycorhize dichotomique est orange. Le mycélium extramatriciel est abondant. De couleur blanche, il est sous forme cotonneuse, recouvrant complètement les mycorhizes. On note la présence d'un rhizomorphe blanc bien attaché à la mycorhize (planche XXIXc).

#### **Morphotype 146**

C'est une mycorhize simple, de couleur marron foncé. Le mycélium extraradiculaire est très abondant. Il est formé d'hyphes blancs et on distingue de nombreux cordons et rhizomorphes marron et blancs qui sont longs et entrelacés (planche XXIXd).

### **1-4-Suivi de la mycorhization des plants après reboisement**

#### **1-4-1-Ectomycorhizes observées 3 mois après la plantation**

Douze morphotypes différents ont été décrits sur les racines des plants transplantés. Parmi ces types, 8 sont nouveaux par rapport aux souches introduites (le morphotype 16 a été observé à l'état naturel et le type morphologique 83 rencontré à la pépinière 1) et 4 ont été inventoriés avant le reboisement sur sol de chênaie (morphotypes 2, 141, 142 et 144).

#### **- Nouvelles ectomycorhizes**

#### **Morphotype 147**

Cette mycorhize est simple et courte, de couleur marron. Le mycélium extramatriciel blanc est présent. Il est localisé à son extrémité. Les cordons et les rhizomorphes sont absents (planche XXIXe).

**Morphotype 148**

C'est une mycorhize de couleur marron foncé. Elle est simple et longue. Le mycélium extramatriciel blanc est abondant. Il est sous forme cotonneuse et recouvre une bonne partie de la mycorhize (planche XXIXf).

**Morphotype 149**

Située sur le même axe que la précédente, cette mycorhize est marron et dichotomique. Le mycélium extramatriciel de couleur blanche et très abondant. Sous forme cotonneuse, il recouvre partiellement l'ectomycorhize. On observe quelques cordons et un long rhizomorphe marron (planche XXIXf).

**Morphotype 150**

Cette mycorhize est de couleur marron, elle présente une distribution dichotomique. Le mycélium extraradiculaire est abondant. Il est formé d'hyphes blancs rassemblés souvent en touffe. On distingue un cordon et un gros rhizomorphe long, blanc et ramifié (planche XXIXg)

**Morphotype 151**

Cette mycorhize est simple et longue, de couleur marron foncé. Le mycélium extramatriciel est assez abondant et localisé surtout à la base. Il est formé d'hyphes fins blanchâtres assez courts. On observe quelques cordons (planche XXIXh).

**Morphotype 152**

De couleur marron foncé, cette ectomycorhize est à distribution dichotomique. Le mycélium extramatriciel est abondant. Il est formé d'hyphes blancs plus ou moins courts qui sont le plus souvent très serrés. On distingue un long cordon blanc (planche XXXa).

**1-4-2- Ectomycorhizes observées 8 mois après la plantation**

Quinze types morphologiques ont été inventoriés sur les racines du pin noir 8 mois après le reboisement, parmi lesquels 7 sont nouveaux (le type 26 a été trouvé à l'état naturel, les types 79 et 120 à la pépinière 1), les morphotypes 30, 126, 129, 136, 141, 144 et 145 ont été observés sur les plants introduits et le type morphologique 148 a été rencontré 3 mois après le reboisement.

**Nouvelles ectomycorhizes****Morphotype 153**

A distribution dichotomique, cette mycorhize est de couleur orange. Le mycélium extramatriciel est très abondant, il est sous forme d'hyphes blanchâtres, assez longs, fins et très serrés. On distingue un rhizomorphe bien structuré et long (planche XXXb).

**Morphotype 154**

Cette mycorhize est dichotomique, de couleur orange, parfois blanche. Le mycélium extraradiculaire est très abondant. Il recouvre la mycorhize. Il est sous forme d'un nuage blanc plus ou moins floconneux. On distingue un gros rhizomorphe blanc à structure relâchée et des cordons orange (planche XXXc).

**Morphotype 155**

Cette mycorhize est marron, à distribution coralloïde. Le mycélium extramatriciel est assez abondant, de couleur blanc pâle. On note la présence de quelques cordons marron et un long rhizomorphe blanchâtre et ramifié (planche XXXd).

**Morphotype 156**

C'est une ectomycorhize marron, à distribution dichotomique. Le mycélium extramatriciel est très abondant. Il est formé d'hyphes blancs très serrés, recouvrant toute la mycorhize. On observe un très long rhizomorphe blanc, bien structuré et ramifié loin de l'ectomycorhize (planche XXXe).

**1-4-3- Ectomycorhizes rencontrées 14 mois après la plantation**

Quatorze types morphologiques ont été observés sur les systèmes racinaires du pin noir, 14 mois après la plantation. Parmi lesquels 8 sont nouveaux, 4 ont été rencontrés sur les racines des plants introduits (morphotypes 2, 129, 141 et 144) et 2 ont été observés respectivement 3 et 8 mois après le reboisement (types 147 et 26).

**- Nouvelles ectomycorhizes****Morphotype 157**

C'est une mycorhize très ramifiée, de couleur marron, le mycélium extramatriciel est abondant. De couleur beige il recouvre toutes les mycorhizes, il est formé d'hyphes courts

et/ou longs, qui se rassemblent en touffes et retiennent des particules de sol. On distingue quelques rares cordons et des rhizomorphes marron, bien structurés (planche XXXf).

### **Morphotype 158**

Cette mycorhize est dichotomique, de couleur marron foncé, aux extrémités plus claires. La phase extramatricielle est très abondante. Elle est sous forme d'un voile, formé d'hyphes blancs longs et très serrés. On observe des cordons blancs et de gros rhizomorphes marron claires à orange (planche XXXg).

### **Morphotype 159**

Cette mycorhize est marron, ses extrémités sont de couleur orange. Elle présente une distribution dichotomique. Le mycélium extramatriciel est assez abondant. Il est formé d'hyphes de couleur marron claire, fins et plus ou moins longs. Ils retiennent des particules de sol bien collées à la mycorhize. On distingue quelques cordons marron (planche XXXh).

### **Morphotype 160**

C'est une mycorhize noir, à distribution racemeuse. Le mycélium extramatriciel est peu abondant, il est formé d'hyphes de couleur crème à marron, qui se rassemblent parfois en touffe. On observe des cordons marron (planche XXXIa).

### **Morphotype 161**

C'est une ectomycorhize marron, à ramification dichotomique. Le mycélium extraradriculaire est peu abondant. Il se présente sous forme d'hyphes blanchâtres et raides à son extrémité. Le reste de la mycorhize est recouvert par de petites particules de sol retenues par les hyphes courts du manteau. On distingue un long rhizomorphe blanchâtre et bien structuré (planche XXXIb).

### **Morphotype 162**

Cette mycorhize est très ramifiée, de couleur marron. Le mycélium extramatriciel est très abondant. Il est sous forme d'un voile blanc, formé d'hyphes fins assez long et très serrés (planche XXXIc).

**Morphotype 163**

C'est une mycorhize simple. De couleur marron. Le mycélium extramatriciel est assez abondant. Il est formé d'hyphes blancs rassemblés en petites touffes sur la mycorhize, à son extrémité, il se présente sous forme d'une mèche formée d'hyphes marron et assez longs. On distingue un rhizomorphe marron et ramifié (planche XXXId).

**Morphotype 164**

Cette mycorhize est marron et dichotomique. Le mycélium extramatriciel est assez abondant. Il se présente sous deux formes : il est formé d'hyphes blancs courts et serrés et il est formé d'hyphes marron longs, libres et entrelacés. On distingue des cordons et un rhizomorphe marron (planche XXXIe).

**1-5- Descriptions des mycorhizes observées sur les plants témoins**

Plusieurs morphotypes ont été observées sur les racines de plants de pin noir, ayant servis de témoins. Ces plants n'ont pas été plantés et sont donc restés sur le sol de chênaie dans la pépinière 1. Parmi ces types morphologiques 7 sont nouveaux, 2 ont été rencontrés sur le sol de chênaie à l'âge de 9 mois avant la plantation (types 125 et 132) et 4 ont été introduits lors du reboisement (morphotypes 2, 84, 126 et 142).

**- Nouvelles ectomycorhizes****Morphotype 165**

Cette mycorhize est de couleur marron, elle présente une distribution dichotomique. Son mycélium extramatriciel est très abondant. Il se présente sous forme d'une voile épais, blanc, formé d'un assemblage d'hyphes de cordons et de rhizomorphes (planche XXXIf). Cette ectomycorhize a été observée sur les témoins 3 mois après le reboisement.

**Morphotype 166**

C'est une mycorhize simple, de couleur orange. Le mycélium extramatriciel est peu abondant. Il est formé d'hyphes blancs très courts, recouvrant toute la mycorhize d'un manteau blanchâtre. On distingue un long cordon orange et ramifié (planche XXXIg). Cette mycorhize a été rencontrée sur les plants témoins 8 mois après le reboisement.

**Morphotype 167**

Cette mycorhize est de couleur blanchâtre, elle est simple, le mycélium extraradicalaire est peu présent, il est formé d'hyphes blancs plus au moins courts qui peuvent retenir des particules de sol (planche XXXIh). Cette ectomycorhize a été observée sur les témoins 8 mois après la plantation.

**Morphotype 168**

Située sur le même axe racinaire que la précédente, cette mycorhize est blanche. Elle présente une distribution dichotomique. Son mycélium extraradicalaire est peu présent, il est sous forme d'hyphes blancs, très courts et serrés formant un manteau recouvrant toute l'ectomycorhize. Les cordons et les rhizomorphes sont absents (planche XXXIh). Cette mycorhize a été rencontrée sur les témoins 8 mois après le reboisement.

**Morphotype 169**

Cette mycorhize est simple et longue, de couleur marron à sa base et devient plus claire par la suite. Elle présente un étranglement. Le mycélium extramatriciel est représenté par un long rhizomorphe blanc et bien structuré (planche XXXIIa). Cette ectomycorhize a été observée sur les plants témoins 14 mois après la plantation.

**Morphotype 170**

C'est une mycorhize simple et longue. Sa base est marron, puis elle devient orange. Le mycélium extramatriciel est assez abondant. Localisé surtout au milieu, il est formé d'hyphes marron, longs et entrelacés (planche XXXIIb). Cette mycorhize a été observée sur les témoins 14 mois après le reboisement.

**Morphotype 171**

Cette mycorhize est marron et dichotomique. Le mycélium extramatriciel est peu visible. Il se rassemble en petite touffe blanche à l'extrémité de l'ectomycorhize, où on distingue la présence d'un cordon blanc (planche XXXIIc). Cette mycorhize a été observée 14 mois après la plantation.

### 1-6-Classification des ectomycorhizes

Pour classer les différents morphotypes observés avant et après le reboisement, nous avons utilisé les mêmes critères de classification que ceux adoptés précédemment.

#### -Avant le reboisement (jour de la plantation)

##### Groupe A

Les morphotypes regroupés dans ce groupe sont : M30, M84, M126, M141 et M142.

##### Groupe B

Les morphotypes classés dans ce groupe sont : M2, M71 et M129.

##### Groupe C

Les types morphologiques classés dans ce groupe sont : M74, M135, M136, M137, M138, M139, M140, M143, M144, M145 et M146.

Le groupe morphologique C est le plus dominant avec 57,89% du total des morphotypes décrits, suivi du groupe A avec 26,31% des types et du groupe B avec 15,78% des types morphologiques observés (figure15).

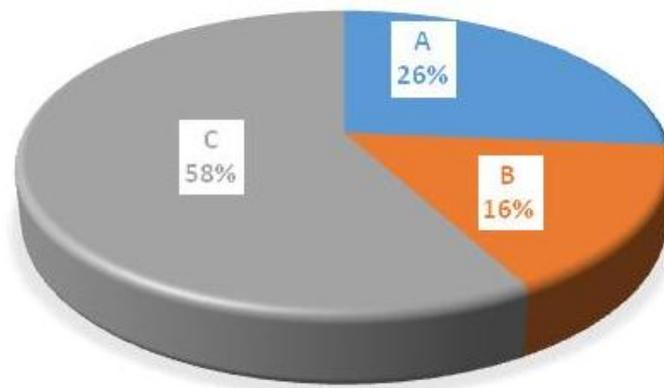


Figure 15: Répartition des morphotypes observés le jour du reboisement en groupes morphologiques fonctionnels

#### -Après le reboisement

##### -Plants observés 3 mois après la plantation

##### Groupe A

Les morphotypes de ce groupe sont : M16, M83, M141, M142 et M147.

##### Groupe B

Dans ce groupe ont trouve 2 morphotypes : M2 et M151.

**Groupe C**

Les morphotypes classés dans ce groupe sont : M144, M148, M149, M150 et M152.

**-Plants observés 8 mois après la plantation****Groupe A**

Les types appartenant à ce groupe sont : M26, M30, M79, M126 et M141.

**Groupe B**

Les morphotypes de ce groupe sont : M120, M129 et M154.

**Groupe C**

Dans ce groupe on trouve les types suivant : M136, M144, M145, M148, M153, M155 et M156.

**-Plants observés 14 mois après la plantation****Groupe A**

Les types de ce groupe sont ; M26, M141 et M147.

**Groupe B**

Dans ce groupe on trouve les types : M2, M129, M157, M159, M160, M161, M162, M163 et M164.

**Groupe C**

Dans ce groupe 2 morphotypes sont observés : M144 et M158.

La répartition des types morphologiques, décrits après le reboisement, en groupes fonctionnels, varie au cours du temps (figure16).

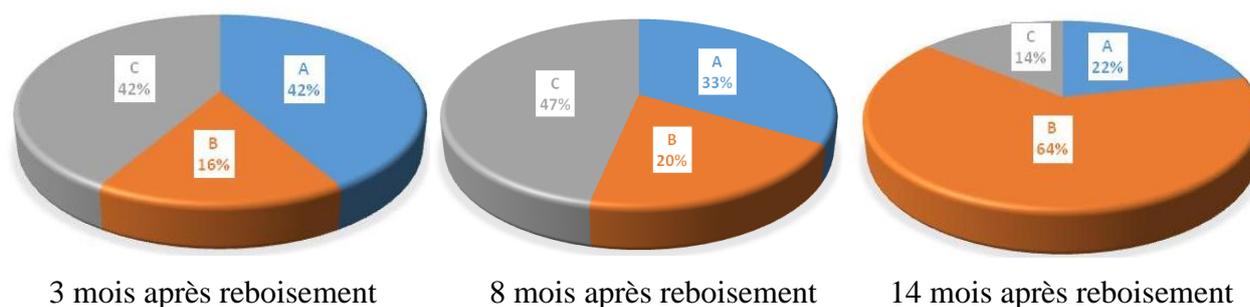


Figure 16: Répartition des morphotypes observés par groupes morphologiques fonctionnels après reboisement

**-Classification des ECM des plants témoins****Témoin 1 (3 mois après)**

Le groupe A renferme les types : M84, M126 et M142.

Le groupe B renferme les types : M125 et M132.

Le groupe C renferme 1 seul type : M165.

### Témoin 2 (8 mois après)

Le groupe A renferme les types : M84, M126 et M142.

Le groupe B renferme les types : M2, M125, M132, M167 et M168.

Le groupe C renferme 1 seul type : M166.

### Témoin 3 (14 mois après)

Le groupe A renferme les morphotypes : M84, M126 et M142.

Le groupe B regroupe les types : M2, M125, M132, M170 et M171.

Le groupe C regroupe un seul morphotype : M169.

La répartition des différentes ectomycorhizes, observés sur les plants témoins, en groupes morphologiques, n'a pas varié au cours de l'essai, sauf pour le groupe B sur les premiers témoins analysés

## 1-7-Quantification de la mycorhization

Les valeurs de la colonisation mycorhizienne avant et après le reboisement, ainsi que des plants témoins sont indiquées dans la figure suivante :

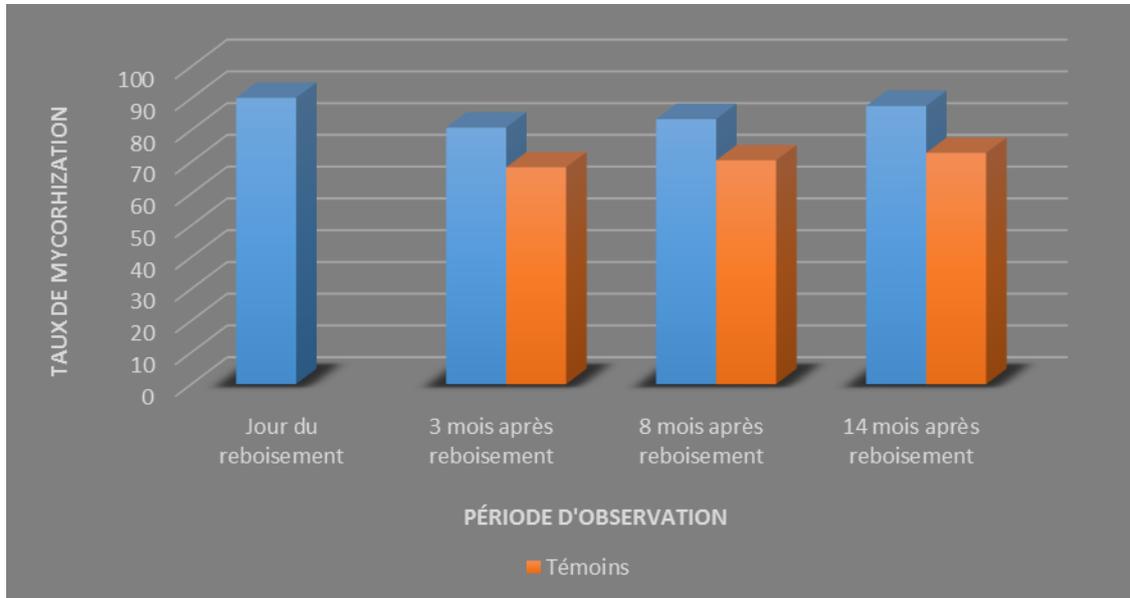


Figure 17 : Taux de mycorhization des plants le jour du reboisement, après reboisement et des plants témoins

Selon l'échelle proposée par Goncalves (1994), la mycorhization des plants avant et après la plantation est abondante et très bonne. Ce taux d'infection est plus élevé sur les plants transplantés.

## 2-Discussion

Dans cet essai qui a duré 14 mois en plantation, nous avons observé plusieurs types de comportements des souches introduites, et nous avons également constaté un phénomène de succession et/ou d'addition des symbiotes fongiques en plantation. Concernant les souches introduites, nous avons défini 3 types de comportement : ou bien, elles disparaissent complètement après transplantation (M71, M74, M84, M135, M137, M138, M139, M140, M143 et M146) ou bien elles persistent puis disparaissent (M30, M126, M136, M142 et M145) ou bien elles persistent en se maintenant sur les racines des plants transplantés (M2, M129, M141 et M144). Selon Gagné (2005), cette variabilité des survies et persistances peut être expliquée en partie par différents facteurs : compatibilité de la souche avec la plante (Kropp et Fortin, 1988 ; Wong *et al.*, 1989, 1990 ; Kropp, 1990, 1997), diversité de la microflore indigène (Molina et Chamard, 1983 ; Le Tacon *et al.*, 1988, 1992) et facteurs édaphiques (Thomson *et al.*, 1996 ; Di Battista, 1997).

Au moment de la transplantation, les souches ectomycorhiziennes présentes sur les racines sont soumises à un stress, puis confrontées à une communauté de champignons ectomycorhiziens plus diversifiée et peut-être plus compétitive qu'en pépinière (Guibertau *et al.*, 1989). La réceptivité d'un sol forestier à un couple champignon-plante, c'est-à-dire son aptitude à accueillir la symbiose mycorhizienne et à permettre son développement (Duvert, 1987 ; Strullu, 1991), découle non seulement des propriétés physico-chimiques de ce sol mais aussi et surtout, de ses propriétés microbiennes (De Oliveira, 1988). La rhizosphère étant occupée par une communauté microbienne extrêmement dense et diversifiée (champignons, bactéries, protozoaires, etc.), les interactions entre les champignons ectomycorhiziens et les micro-organismes du sol de la plantation joueront un rôle décisif dans l'extension de la symbiose par les infections secondaires (Strullu, 1991). Ceci peut expliquer le changement dans la composition du cortège ectomycorhizien observé après le reboisement. En effet, sur les 19 morphotypes introduits, seul 4 ont été retrouvés 14 mois après la plantation. La régression des souches introduites sur la plupart des arbres analysés après la transplantation indique un impact minimal de ces souches sur la communauté locale.

Depuis la création du monde, l'homme a toujours tenté de modifier les règles du jeu (sélection naturelle) et les générateurs de biodiversités et ce autant de façon accidentelle que volontaire. Les principaux risques d'invasion concernent surtout l'introduction d'espèces exotiques. Des dispositifs de quarantaine existent pour les espèces dangereuses (parasites et leurs vecteurs)

mais l'introduction de la plupart des micro-organismes ne fait pas l'objet de surveillance systématique (Eymle, 1996). Concernant les champignons forestiers le risque est assez mal cerné puisque la diversité initiale des espèces dans un écosystème est souvent méconnue. En effet, on n'a longtemps répertorié que les espèces fructifiantes. Les introductions d'espèces pathogènes sont une fois de plus les mieux documentées. Dans le cas des champignons symbiotiques, les introductions et leur conséquences sont rarement étudiées (Gagné, 2005).

La sélection de symbiotes et leur inoculation en masse dans le sol de plantation ou de culture ont été fortement encouragées au cours de ces dernières décennies. Ces inoculants étaient sélectionnés non seulement pour leur impact sur la plante, mais également pour leur capacité à persister dans le sol, au détriment de la microflore résiduelle native. La performance de cette technique était donc évaluée au niveau du couvert végétal, mais les répercussions au niveau des caractéristiques de la microflore tellurique étaient généralement ignorées. Le rôle de la diversité microbienne sur la productivité et la stabilité (résistance, capacité de résilience, etc.) des éco et agro-systèmes a été mis en évidence relativement récemment et a conduit à une remise en cause des bases conceptuelles de l'inoculation contrôlée dans la gestion durable des terres (Duponnois *et al.*, 2013).

Non réfléchi, la mycorhization contrôlée présente le risque de polluer génétiquement un sol avec une souche non désirée (Dia et Duponnois, 2012). En effet, Gagné (2005), note que l'introduction des souches mycorhiziennes exogènes compatibles avec les espèces indigènes amène deux risques (en prenant pour acquis la persistance des souches introduites) :

-(i) les populations indigènes peuvent être réduites compétitivement (voire exclue) par les souches introduites (Miller et Sands, 1992) ;

-(ii) un flux génique (introgression) pourrait s'établir vers les souches indigènes réduisant ainsi progressivement la fréquence des allèles indigènes.

Cependant, la signification, du point de vue de l'évolution, de l'introgression demeure un sujet de discussion considérable (Klier *et al.*, 1991).

Actuellement, on observe au niveau mondial une inquiétude croissante quant aux conséquences des déplacements mondiaux d'inoculants fongiques, et en particulier des inoculants ectomycorhiziens dont l'utilisation se développe en sylviculture (Schwartz *et al.*, 2006).

D'autre part, de nombreuses études ont montré que l'introduction d'essences forestières exotiques, invasives ou non, modifiait de manière significative les caractéristiques chimiques

du sol par rapport à des espèces indigènes. A partir des expériences réalisées au Sénégal et en Algérie, il a été possible de montrer que l'utilisation de *Acacia holosericea* et *Acacia mearnsii* modifiait la composition et les fonctions de la microflore du sol avec des répercussions négatives sur les premiers stades de croissance d'espèces forestières natives telles que *Faidherdia albida* au Sénégal et *Quercus suber* en Algérie (Duponnois *et al.*, 2013).

Garbaye (2013) note qu'il faut éviter toute introduction malencontreuse pouvant dégénérer en une dynamique invasive. Cet auteur rappelle la complexité de l'effet mycorhize et souligne la difficulté de prévoir les performances d'une souche fongique donnée à partir de sa biologie en culture pure du fait des interactions entre fonctions. Il serait donc hasardeux de baser une sélection simplement sur des critères physiologiques : l'expérimentation en grandeur réelle, longue et coûteuse reste indispensable.

La question centrale de tout programme de mycorhization contrôlée est le choix du matériel fongique. La difficulté n'est pas la rareté : bien au contraire, c'est la pléthore de candidats. Sachant qu'il existe au moins des centaines d'espèces de Gloméromycètes endomycorhiziens et probablement des dizaines de milliers d'espèces de Basidiomycètes et d'Ascomycètes ectomycorhiziens, et que chaque espèce contient un nombre quasi infini d'individus génétiquement différents et de capacités très diverses, un choix raisonné a priori est évidemment impossible. Cependant, les espèces ou les souches fongiques soumises au crible de l'expérimentation sont nécessairement sélectionnées parmi les rares qui sont disponibles dans les collections des laboratoires et surtout qui satisfont aux quelques conditions décisives pour éventuellement une utilisation pratique ultérieure : facilité de culture ou de multiplication au laboratoire et en atelier de production de masse, robustesse face aux contraintes du conditionnement et du stockage sous forme d'inoculant commercial, facilité d'identification en vue du contrôle qualité et du suivi dans les systèmes de culture.

Heureusement –pourrait-on dire- ces conditions limitent très considérablement le champ de recrutement car, le mode de vie normal des champignons mycorhiziens est la symbiose à l'intérieur des tissus racinaires d'une plante ; ils sont pour la plupart difficiles, sinon impossibles à manipuler dans des conditions artificielles, à tel point que le nombre d'espèces qui ont effectivement fait l'objet d'expérimentations dans un but agronomique est extrêmement faible. Elles appartiennent pour l'essentiel aux genres *Hebeloma*, *Paxillus*, *Suillus*, *Rhizopogon*, *Scleroderma*, *Pisolithus*, *Laccaria*, *Tricholoma*, *Lactarius* et *Amanita* pour les Basidiomycètes ectomycorhiziens. De fait, une plus grande liberté de choix laissée aux expérimentateurs concerne la diversité intraspécifique, c'est-à-dire la comparaison de

différentes souches appartenant à une même espèce. Toutefois, ces contraintes étant posées, il est souhaitable de sélectionner des champignons parmi les premiers colonisateurs des racines issues de la germination des graines ; l'idéal est d'isoler les champignons qui forment les toutes premières mycorhizes sur de jeunes semis naturels en forêt dans des sites analogues à ceux auxquels on destine les plants. Cependant, cela implique de pratiquer les isolements et les mise en culture à partir des ectomycorhizes elles-mêmes et non pas de sporocarpes car en général ces champignons du premier stade ne fructifient pas. Tout cela valide une nouvelle approche qui consiste à rechercher en priorité les champignons spécialisés de la niche écologique de destination des plants (Garbaye, 2013).

Bâ *et al.* (2011), rapporte qu'afin de valoriser la symbiose mycorhizienne, la recherche et la sélection des symbiotes fongiques doit s'effectuer dans le sol des zones d'endémisme de la plante considérée où la microflore a coévolué avec la strate herbacée. Toutefois, du fait des interactions multiples existant entre le cortège mycorhizien, la plante et la microflore tellurique, les stratégies d'ingénierie écologique susceptible d'être proposées doivent prendre en considération les caractéristiques biotiques et abiotiques du milieu afin d'opérer sa restauration, sa réhabilitation ou sa réaffectation en fonction de la situation rencontrée (Aronson *et al.*, 1995). Ces stratégies seront plus particulièrement développées en prenant comme modèles biologiques les plantes fixatrices d'azote connues pour leur adaptation à des conditions environnementales hostiles, leur effet positif sur la fertilité des sols et la productivité de l'écosystème (Dommergues *et al.*, 1985 ; Van der Heijden *et al.*, 1998a.b). Ces végétaux sont également classés dans le groupe des espèces hypermycotrophes (Habte et Manjunath, 1991), qui ont par conséquent, la capacité de promouvoir la multiplication des symbiotes fongiques et ainsi d'améliorer le PIM des sols (Duponnois *et al.*, 2013). Il a été démontré que les étapes de dégradation d'un écosystème sont étroitement corrélées à une baisse du PIM des sols, tant au niveau de l'abondance que de la diversité des symbiotes fongiques subsistants (Sylvia, 1990).

Dans des environnements hostiles, certaines plantes pionnières ou rudérales peuvent faciliter le développement d'autres espèces végétales (Bellingham *et al.*, 2001 ; Holl, 2002). Ce type d'interactions positives (ou facilitatrices) interspécifiques a été rapporté dans une large gamme de conditions démontrant l'importance de ce processus dans la dynamique des communautés végétales et la structure de la strate épigée (Bertness et Leonard, 1997 ; Stachowicz, 2001).

En milieu méditerranéen, comme dans le massif du Djurdjura, les dégradations d'origine anthropique au niveau du couvert végétal engendrent des modifications dans la structure, la dynamique et la diversité spécifique de la strate épigée (Barea et Jeffries, 1995). Dans ces conditions, le développement des plantes peut être facilité par la présence d'arbustes pionniers, qui vont matérialiser, autours des cultures adjacentes, un microclimat qui va les protéger des radiations solaires, des variations de température et améliorer la fertilité des sols (Callaway, 1995). Ces espèces arbustives facilitent la germination et la croissance juvénile des essences forestières, plus particulièrement dans les écosystèmes de type méditerranéen (Bruno *et al.*, 2003). De nombreuses études ont mis en exergue l'importance de ce phénomène dans les processus de recolonisation par la végétation des milieux ouverts (Callaway, 1995 ; Guevara *et al.*, 1992). Ces espèces appelées plantes nurses améliorent les conditions environnementales permettant ainsi l'installation d'espèces végétales moins tolérantes aux stress d'origine abiotique, comme le pin noir (Bruno *et al.*, 2003 ; Padilla et Pugnaire, 2006). Cet effet « nurse » (ou facilitateur) est d'une importance toute particulière en milieu méditerranéen, où l'aggravation des processus de désertification entraîne des dysfonctionnements au niveau des activités microbiennes (Garcia *et al.*, 1997). Dans des opérations de reboisement du pin noir, il faut valoriser l'effet « plante nurse », en insistant plus particulièrement sur l'impact de ces espèces végétales sur les caractéristiques microbiennes telluriques et du PIM.

Des enquêtes en milieu naturel doivent être réalisées afin de sélectionner les espèces végétales susceptibles de promouvoir la croissance du pin noir (Duponnois *et al.*, 2013). En effet les écosystèmes méditerranéens dégradés présentent une couverture végétale hétérogène formée par des poches de végétation. Ces tâches de végétation constituent des îlots de fertilité (Garner et Steinberger, 1989 ; Schlesinger *et al.*, 1996), qui peuvent promouvoir le développement de différentes espèces végétales natives du milieu (Callaway, 1995 ; Callaway, 1997). Certaines plantes méditerranéennes présentent une grande dépendance mycorhizienne et ont une faculté de promouvoir la multiplication des propagules mycorhiziennes dans le sol (Azcon-Aguilar *et al.*, 2003). De récents travaux menés au Maroc ont évalué l'effet « plante nurse » de plusieurs espèces arbustives non légumineuses. Ces travaux ont montré que les caractéristiques microbiologiques et chimiques des sols étaient favorablement influencées par *Lavandula spp* ou *Thymus satureioides* au sein d'une formation dégradée de *Cupressus atlantica* (Ouahmane *et al.*, 2006). En comparant ces données avec celles d'un sol nu, les résultats ont montré que le

potentiel mycorhizien était beaucoup plus élevé dans le sol issu de ces poches de végétation colonisée par les espèces arbustives étudiées (Duponnois *et al.*, 2013).

Dans cette étude, nous avons également constaté, que les communautés de champignons ectomycorhiziens se succèdent dans le temps selon l'âge des plants (Dighton et Mason, 1985 ; Lilleskov et Bruns, 2003).

Les nouveaux champignons qui apparaissent en premier peuvent persister ou disparaître en laissant la place à d'autres champignons. là aussi, les symbiotes fongiques s'installent selon un processus de succession et/ou d'addition (Garbaye *et al.*, 1986 ; Dighton et Mason, 1985 ; Chilvers *et al.*, 1987 ; Bâ *et al.*, 1991 ; Read, 1997), phénomène observé lors de l'étude des ECM du pin noir en pépinière en fonction de différents sols forestiers et en fonction de l'âge des plants. Une séquence d'apparition de 32 morphotypes est observée sur les racines de jeunes plants transplantés en 14 mois. Parmi ces derniers, seul 4 types morphologiques ont été rencontrés à l'état naturel sur les arbres âgés, il s'agit des morphotypes 2, 16, 26 et 30. Les champignons responsables, sont dénommés sous le vocable multi stage fungi (Dighton et Mason, 1985).

Pour expliquer le processus d'addition et/ou de succession des symbiotes fongiques après reboisement, les même hypothèses, que celle utilisées précédemment sont proposées à savoir : l'augmentation des photosynthétas dans les racines au cours du vieillissement de la plante hôte et la nature et la diversité des propagules fongiques (Dighton et Mason, 1985 ; Chilvers *et al.*, 1987).

Selon le développement des plants et l'absence de crise de transplantation, nous croyons que certaines souches introduites, ont pu avoir un effet bénéfique sur la croissance juvénile des arbres avant leur disparition et remplacement par des espèces indigènes plus compétitrices.

Le taux de mycorhization des plants forestiers doit dépasser 80% pour surmonter la crise de transplantation (Garbaye, 1990). En effet, le pourcentage de mycorhization a dépassé 80% avant et après le reboisement et ce, malgré le changement dans le cortège mycorhizien. Ceci pourrait expliquer la réussite de la plantation et la reprise de la croissance des plants après le reboisement.

---

CONCLUSION GENERALE  
ET PERSPECTIVES

## Conclusion générale et perspectives

Cette étude qui visait une meilleure connaissance de la diversité des mycorhizes naturelles du pin noir a été réalisée en mettant en places diverses approches expérimentales (*in situ* et *ex situ*). Les principaux résultats indiquent que :

- en milieu naturel, la mycorhization du pin noir est une réalité écologique. Une grande variété de types mycorhiziens a été observée ; soixante-quinze morphotypes ont été répertoriés sur trois stations où se développe le pin noir. La richesse en types morphologiques est accompagnée d'une grande diversité des structures anatomiques. Il est probable que les ectomycorhizes rencontrées sont les plus fréquentes ;

- en pépinière, le pin noir peut se mycorhizer en utilisant un inoculum naturel provenant de son aire d'origine et des sites où il végète et en supprimant tout pesticides de synthèse, engrais chimique et désinfection des sols. Une grande richesse en morphotypes a été ainsi observée. Cette diversité augmente avec l'âge des plants. Un phénomène de succession et/ou d'addition des symbiotes fongiques a été observé ;

- la survie des plants après transplantation est en relation étroite avec l'infection mycorhizienne. Au moment de la plantation, les jeunes pins noirs présentaient un système mycorhizien fonctionnel avec un taux d'infection mycorhizienne supérieur à 80%. Plus de 50% des morphotypes introduits appartiennent au groupe morphologique fonctionnel C. Les ectomycorhizes de ce groupe présentent un mycélium extramatriciel développé ce qui assurerait un contact important et rapide entre les racines courtes absorbantes et le sol et garantirait ainsi un démarrage rapide des plants, quelque soit les conditions du milieu. Ceci a permis d'éviter l'essentiel de la crise de transplantation. On constate aussi dans cette étude que les souches introduites ont régressé au profit des souches indigènes, ce qui démontre un impact minimal de ces dernières sur la communauté locale.

Cette étude nous a permis d'obtenir des résultats nouveaux qui nous interpellent sur la nécessité d'une gestion durable et harmonieuse des associations mycorhiziennes du pin noir. Comme dans tout travail de recherche, de nouvelles perspectives s'ouvrent afin de compléter nos connaissances sur le rôle de la composante microbienne du sol. En conditions naturelles,

les champignons mycorhiziens ne sont pas les seuls acteurs dans la rhizosphère. Des milliers d'autres micro-organismes interagissent et ne peuvent être négligés.

Si la connaissance et la maîtrise des phénomènes de mycorhization sont sans doute une des clés de l'avenir des forêts, il ne faut pas oublier que la forêt que l'on reconstruit artificiellement n'égalera jamais la forêt naturelle, sur les plans de la biodiversité, des potentialités et de la productivité globale.

C'est pourquoi, il est important d'intensifier les programmes d'inventaire de la biodiversité des micro-organismes symbiotiques de *Pinus nigra*, dont la connaissance est un préalable à toute recherche crédible. Pour mieux comprendre, donc pour mieux protéger, voire pour mieux réhabiliter une pinède (de pin noir), il est indispensable d'en connaître les composantes, d'un point descriptif puis d'un point de vue fonctionnel et inter-relationnel.

Un certain nombre de règles simples doivent être appliquées en pépinière forestière pour obtenir sans difficulté un statut mycorhizien convenable. Ces règles englobent toutes les pratiques culturales innovantes qui présentent de nombreux avantages. Elles constituent le fondement de l'agroécologie et plus particulièrement des filières dites agriculture biologique et agriculture biodynamique. Ces deux approches alternatives de la production végétale sont motivés par des considérations écologiques et environnementales, notamment avec l'objectif de préserver la fertilité des sols sur le long terme. Elles partagent le souci de limiter, voire de supprimer les intrants dits xénobiotiques (c'est-à-dire créés par l'homme et n'existant pas naturellement dans les écosystèmes : pesticides de synthèse, engrais, etc.) avec le double but de préserver les équilibres biologiques et les fonctions utiles qui en découlent. Cette étude permet ainsi de choisir le site le plus favorable de prélèvement d'un sol forestier pour l'inoculation des plants *ex situ*.

En Algérie, il y a encore peu d'informations disponibles sur l'identification des ectomycorhizes, mais l'utilisation de nouvelles technologies, comme le typage moléculaire, permettra à court terme leur identification systématique. Untel résultat pourra préciser le nombre de candidats fongiques potentiels pour l'inoculation des plants de pin noir en pépinière. Un meilleur contrôle de cette mycorhization naturelle en pépinière pourrait aboutir à la production de plants de grande qualité qui pourront jouer un rôle dans le processus de régénération assistée de la pineraie naturelle à *Pinus nigra* subsp. *mauritanica* au Djurdjura.

La mycorhization contrôlée et, en conséquence, la simplification induite de la communauté mycorhizienne doit être réservée à des situations très particulières dans lesquelles le système a perdu ses caractéristiques originelles (par exemple, les sites post-miniers) et où l'intervention humaine est obligatoire.

Les interactions entre les champignons et les arbres sont sans doute un modèle idéal pour qu'une synergie effective entre scientifiques (taxonomistes, écologues, biologistes et forestiers) conduise à des résultats spectaculaires et durables.

En effet, il n'y aurait probablement pas de forêts sans champignons et il n'y aura sans doute pas de forêt sans une bonne connaissance de la biodiversité fongique et sans prise en compte des particularités biologiques et fonctionnelles de l'association mycorhizienne.

---

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

**Abourouh M., 1994.** Les ectomycorhizes de Cèdre de l'Atlas : état des connaissances et perspectives. In : Le Cèdre de l'Atlas *Cedrus atlantica* (Manetti). (O. M'Hirit, A. Samih, M. Malagnoux (eds.)). *Actes du Séminaire international sur le Cèdre de l'Atlas, Ifrane (Maroc), 7-11 juin 1993. Annales de la recherche forestière au Maroc, n°27* (spécial), vol. 1, 337-348.

**Abourouh M., 2000.** Mycorhize et mycorhization des principales essences forestières du Maroc. Thèse de doctorat d'état, Université Mohammed V, Faculté des Sciences, Rabat, 175p.

**Abuzinadah R.A. & Read D.J., 1986.** The role of proteins in the nitrogen nutrition of ectomycorrhizal plants. I. Utilization of peptides and proteins by ectomycorrhizal fungi. *New Phytologist*, 103, 481-493.

**Abuzinadah R.A. & Read D.J., 1989a.** The role of proteins in the nitrogen nutrition of ectomycorrhizal plants. IV. The Utilization of peptides by birch (*Betula pendula* L.) infected with different mycorrhizal fungi. *New Phytologist*, 112, 55-60.

**Abuzinadah R.A., Read D.J., 1989b.** The role of proteins in the nitrogen nutrition of ectomycorrhizal plants. V. Nitrogen transfer in birch (*Betula pendula*) grown association with mycorrhizal and non- mycorrhizal fungi. *New Phytologist*, 112, 61-68.

**Agerer R., 2001.** Exploration types of ectomycorrhizae. A proposal to classify ectomycorrhizal mycelial systems according to their patterns of differentiation and putative ecological importance. *Mycorrhiza* 11, 107 – 114.

**Agerer R., Rambold G., 2004-2007.** DEEMY- An Information system for characterization and determination of ectomycorrhizae. *Munche, Germany. [www.deemy.de](http://www.deemy.de)*.

**Albino U. B. & Andrade G., 2006.** Evaluation of the functional group of microorganisms as bioindicators on the rhizosphere microcosm. In: Rai MK (ed) Handbook of Microbial Biofertilizers. *Food Products Press*. 29-49.

**Albrecht S. L., Okon Y., Lonquist J. & Burton R. H., 1981.** Nitrogen fixation by corn-*Azospirillum* associations in temperate climate. *Corp Science*, 21, 301-306.

**Aldrich-Blake R. N., 1930.** The plasticity of the root system of Corsican pine in early life. *Oxford forest Mem.* 12, 1-17.

**Anderson I. C., Chambers S. M., Cairney J.w., 1999.** Intra and interspecific variation in patterns of organic and inorganic nitrogen utilization by three Australian *Pisolithus* species. *Mycological Research*, 103, 1579-1587.

**Arbez M., & Millier C., 1971.** Contribution à l'étude de la variabilité géographique de *Pinus Nigra* Arn *Ana. Sci. For.* 28 : 23-49.

**Aronson J., Floret C., Le Floch E., Ovalle C. & Pontanier P., 1995.** Restauration et réhabilitation des écosystèmes dégradés en zones arides et semi-arides. Le vocabulaire et les

concepts, in : R. Pontanier, A. M'Hiri, N. Akrimi, J. Aronson, E. Le Floch (Eds), L'homme peut-il refaire ce qu'il a défait ?, *John Libbey Eurotext*, Paris, 11-29.

**Ashton D.H., 1976.** Studies on the Mycorrhizae of *Eucalyptus regnans* F. Muell., *Aust. J. Bot.*, 24: 723-741.

**Asmani A., 1993.** Exploration de la variabilité chez le pin noir de la forêt de Tigounatine (Djurdjura – Algérie) en comparaison avec quelques provenances de pins noirs méditerranéens. Mémoire Magist. UMMTO (Algérie) 156p.

**Asmani A., 2003.** Plaidoyer pour le pin noir d'Algérie (*Pinus nigra* Arnold ssp. *Mauretanica* Maire et Peyerimohff) - peuplements menacés. Paper n°0748-B3. 12e Congrès forestier mondial, 21 au 28 septembre 2003, Québec, Canada. <http://www.fao.org/docrep/ARTICLE/WFC/XII/0748-B3.HTM>.

**Azcon-Aguilar C. & Barea J. M., 1996.** Arbuscular mycorrhizas and biological control of soil-borne plant pathogens – An overview of the mechanisms involved. *Mycorrhiza*, 6, 457-464.

**Azcon-Aguilar C., Palenzuela J., Roldan A., Pautist S., Vallejo R. & Barea J. M., 2003.** Analysis of the mycorrhizal potential in the rhizosphere of representative plant species from desertification-threatened Mediterranean shrublands. *Applied Soil Ecology*, 22, 29-37.

**Bâ A. M., Garbaye J., Dexheimer J., 1991.** Influence of fungal propagules during the early stage of the time sequence of ectomycorrhizal colonization on *Afzelia Africana* Sm. Seedling. *Canadian Journal of Botany*, 66, 2442-2447.

**Bâ A. M., Garbaye J., Martin F., Dexheimer J., 1994c.** Root soluble carbohydrate of *Afzelia Africana* Sm. seedling and modifications of mycorrhizal establishment in response to the cotyledon excision. *Mycorrhiza*, 4, 269-275.

**Bâ A., Dupponois R., Diabate M. & Dreyfus B., 2011.** Les champignons ectomycorhiziens des arbres forestiers en Afrique de l'Ouest. *IRD*, 252p.

**Baar J., Horton T.R., Kretzer AM., & Bruns T.D., 1999.** Mycorrhizal colonization of *Pinus muricata* form resistant propagules after a stand – replacing wildfire. *New phytologist* 143, 409-418.

**Baize D., 2006.** Guide des analyses en pédologie. *INRA*, 266p.

**Bandou E., Lebailly F., Muller F., Dulormne M., Toribio A., Chabrol J., Courtecuisse R., Planchette C., Prin Y., Duponnois R., Thiao M., Sylla S., Dreyfus B. & Bâ A.M., 2006.** The ectomycorrhizal fungus *Scleroderma bermudense* alleviates salt stress in seagrape (*Coccoloba uvifera*) seedling. *Mycorrhiza*, 16, 559-565.

**Barbero M., Loisel R., Quézel P., Richardson D.M., & Romane F., 1998.** Pines of the Mediterranean Basin. In : Richardson D.M., (Ed.), *Ecologic and biogeography of Pinus*. *Cambridge University Press*, Cambridge, 153-170.

- Barea J. M. & Jeffries P., 1995.** Arbuscular mycorrhizas in sustainable soil plant systems. in: Hock B, Varma, A (eds), *Mycorrhiza Structure, Function, Molecular Biology and Biotechnology*. Springer-verlag, Heidelberg, 521-559.
- Belin A., Flandrin J., Fourastier M., Marichal R., Rahmani Remond M. et Peyerimhoff (de) P., 1947.** Guide de la montagne Algérienne au Djurdjura. Club alpin français ; section algérienne, 220p.
- Bellingham P.J., Walker L.R. & Wardle D.A., 2001.** Differential facilitation by a nitrogen-fixing shrub during primary succession influences relative performance of canopy tree species, *J. Ecol.* 89, 861-875.
- Benabid A., 1984.** Etude phytoécologique des peuplements forestiers et préforestiers de Rif centro-occidental. *Tra Inst Sci. Série botanique n°34*. 62p.
- Bending G.D. & Read D.J., 1997.** Lignin and soluble phenolic degradation by ectomycorrhizal and ericoid mycorrhizal fungi. *Mycological Research*, 101, 1348-1354.
- Benmouffok A., 1995.** Description des formations à *Cedrus atlantica* Manetti du massif central de Djurdjura (Algérie). Note de recherche. *Cahier agricultures* 4, 383-387.
- Benmouffok A., 1996.** Relation sol-végétation dans la cédraie à faciès *Pinus nigra* Var. mauritanica du massif central du Djurdjura, Algérie. *Int. Cong. Envi /Climat*, Italie (Rome), pp 1- 11.
- Bertness M.D. & Leonard G.H., 1997.** The role of positive interactions in communities: lessons from intertidal habitats, *Ecology* 78, 1976-1989.
- Bethlenfalvay G. J. & Schüepp H., 1994.** Arbuscular mycorrhizas and agrosystem stability. In: Gianinazzi S. & Schüepp H (eds); *Impact of Arbuscular Mycorrhizas on Sustainable Agriculture and Natural Ecosystems*. Birkhauser Verlag; Basel, Switzerland. 117-131.
- Birot Y., 1991.** Boisement et reboisement. "In actes du Dixième Congrès Forestier Mondial 1991". *R. F. F., hors-série*, 5, 9-19.
- Björkman E., 1949.** The ecological significance of the ectotrophic mycorrhizal association in forest trees. *Sven. Bot. Tidskr.*, 43, 223p.
- Bojovic S.R., 1995.** Biodiversité du pin noir (*Pinus nigra* arn) en région méditerranéenne. Thèse de Doctorat en Sciences, Université d'Aix-Marseille III, Marseille 72p + annexes.
- Bolan N. S., 1991.** A critical review of the role of mycorrhizal fungi in the uptake of phosphorus by plants. *Plant & Soil* 134, 189-207.
- Bonnet-Masimbert M., & Bikay-Bikay V., 1978.** Variabilité intraspécifique des isozymes de la glutamate-oxalacetatetransaminase chez *Pinus nigra* Arnold. Intérêt pour la taxonomie des sous-espèces. *Silvae Genet.* 27 : 71-79.

- Boukcim H. & Plassard C., 2003.** Juvenile nitrogen uptake capacities and root architecture of two open-pollinated families of *Picea abies*. Effect of nitrogen source and ectomycorrhizal symbiosis. *Journal of Plant Physiology*, 160, 1211-1218.
- Boullard B., 1968.** Les mycorhizes. *Ed. Masson et Cie.* 135p.
- Briscoe C. B., 1959.** Early results of mucorrhizal inoculation of pine in Puerto Rico. *Caribbean Forester*, 20, 73-77.
- Brownlee C., Duddridge J.A., Malibari A. & Read D.J., 1983.** The structure and function of mycelial systems of ectomycorrhizal roots with special reference to their role in forming interplant connections and providing pathways for assimilate and water transport. *Plant and Soil*, 7, 433-443.
- Brundrett M.C., 1991.** Mycorrhizas in natural ecosystems. *Advanced in Ecological Research*, 21, 171-313.
- Brundrett M.C., 2009.** Mycorrhizal associations and other means of nutrition of vascular plants: understanding the global diversity of host plants by resolving conflicting information and developing reliable means of diagnosis. *Plants and Soil*, 320, 37-77.
- Brundrett M.C., Ashwath N., Jasper D.A., 1996a.** Mycorrhizas in the Kakadu region of tropical Australian. II. Propagules of mycorrhizal fungi in disturbed habitats. *Plant and Soil*. 184, 173-184.
- Bruno J.F., Stachowicz J.J. & Bertness M.D., 2003.** Inclusion of facilitation into ecological theory, *Trends Ecol Evol.* 18, 119-125.
- Bruns TD., 1995.** Thoughts on the processes that maintain local species diversity of ectomycorrhizal fungi. *Plant and Soil* 170: 63-73.
- Bruns T.D., Bidartondo M.I. & Taylor D.L., 2002.** Host specificity in ectomycorrhizal communities: what do the exceptions tell us? *Integrative and Comparative Biology* 42, 352-359.
- Buée M., Vairelles D. & Garbaye J., 2005.** Year-round monitoring of diversity and potential metabolic activity of the ectomycorrhizal community (*Fagus silvatica*) in a beech forest subjected to two thinning regimes. *Mycorrhiza*, 15, 235-245.
- Callaway R., 1995.** Positive interactions among plants. *Bot. Rev.* 61, 306-349.
- Callaway R.M., 1997.** Positive interactions in plant communities and the individualistic-continuum concept, *Oecologia* 112, 143-149.
- Cardoso I. M. & Kuyper T. M., 2006.** Mycorrhizas and tropical soil fertility. *Agriculture, Ecosystems & Environment*, 116, 72-84.

- Caris C., Hördt W., Hawkins H-J., Römheld V. & George E., 1998.** Studies of iron transport by arbuscular mycorrhizal hyphae from soil to peanut and sorghum plants. *Mycorrhiza*, 8, 35-39.
- Carriconde F., 2008.** Dispersion et colonisation chez le champignon ectomycorhizien *Tricholoma scalpturatum*. Thèse de Doctorat, Université Toulouse III – Paul Sabatier 174p.
- Chalabi B., 1980.** Etude écologique, dendrologique et dendrométrique du pin noir Algérien à Tikjda : Djurdjura. Mémoire Ing. Agr. INA El-Harrach. Alger. 87p.
- Chambers S.M., Sharples J.M. & Cairney J.W.G., 1998.** Towards a molecular identification of the *Pisonia* mycobiont. *Mycorrhiza* 7, 319-321.
- Chilvers G.A., Lapeyrie F.F. & Horan D.P., 1987.** Ectomycorrhizal vs endomycorrhizal fungi within the same root systems. *New Phytologist* 107, 441-448.
- Clark J.S., Beckage B., Camill P., Cleveland B., Hillerislambers J., Lichter J., Melachlan J., Mohan J., & Wyckoff P., 1999.** Interpreting recruitment limitation in forests. *Am.J.Bot* 86: 1-16.
- Clement A., Garbaye J. & Le Tacon F., 1977.** Importance des ectomycorhizes dans la résistance au calcaire du pin noir (*Pinus nigra* Arn. Ssp nigricans Host). *OEcol.Plant* 12, 111-131.
- Conn C., Dighton J., 2000.** Litter quality influences on decomposition, ectomycorrhizal community structure and mycorrhizal root surface acid phosphatase activity. *Soil Biology and Biochemistry* 32, 489-496.
- Courty P.E., Pritsch K., Schloter M., Hartmann A. & Garbaye J., 2005.** Activity profiling of ectomycorrhiza communities in two forest soils using multiple enzymatic tests. *New Phytologist* 174, 240-243.
- Courty P.E., Buée M., Diedhiou A. G., Frey-Klett P., Le Tacon F., Rineau F., Turpault M. P., Uroz S. et Garbaye J., 2010.** The role of ectomycorrhizal communities in forest ecosystem processes: new perspectives and emerging concepts. *Soil biology and Biochimistry* 42, 679-698.
- Critchfield W.B., & Little E.L., Jr 1966.** Geographic distribution of the pines of the word U.S. Department of agriculture Miscellaneous publication 991. Washington DC. 97p.
- Cromer D.A.N., 1935.** The significance of the mycorrhiza of *Pinus radiata*. *Bulletin Forest Bureau Australia* 16, 1-19.
- Curl E. A. & Truelove B., 1986.** The Rhizosphere. *Springer\_Verlag*, Berlin. pp 1-8.
- Dahlberg A., 2001.** Community ecology of ectomycorrhizal fungi: an advancing interdisciplinary field. *New Phytologist* 150, 555-562.

- Daniell T. J., Husband R., Fitter A. H. & Young J. P. W., 2001.** Molecular diversity of arbuscular mycorrhizal fungi colonizing arable crops. *FEMS Microbiology Ecology*, 36, 203-209.
- Danielson R.M., & Pruden M., 1989.** The ectomycorrhizal status of urban spruce. *Mycologia* 81, 335-341.
- Davet P., 1996.** Vie microbienne du sol et production végétale. Paris. Inra 383p.
- De Oliveira V.L., 1988.** Interaction entre les micro-organismes du sol et l'établissement de la symbiose ectomycorhiziennes chez le Hêtre avec *Hebeloma crustuliniforme* et *Paxillus involutus*. Thèse de l'université de Nancy. 118p.
- De Oliveira V.L. & Garbaye J., 1989.** Les micro-organismes auxiliaires de l'établissement des symbioses mycorhiziennes. *Eur. J.For.Path* 19, 54-64.
- Debazac E.F., 1964.** Le pin laricio de Corse dans son aire naturelle. *Rev.For.Fr* 3, 188-215.
- Deguine J.-P., Gloanec C., Laurent P., Ratnadass A. et Aubertot J.-N., 2016.** Protection agroécologique des cultures. *Ed Quae*, 287p.
- Delwaulle F. C., Diangana D. et Garbaye J., 1987.** Augmentation de la production du pin des Caraïbes dans la région côtière du Congo par introduction de champignons ectomycorhizien *Pisolithustinctorius*. *R. F. F.*, 39 (05), 409-418.
- Den Bakker H.C., Zuccarello G.C., Kuyper T.W. & Noordeloos M.E., 2004.** Evolution and host specificity in the ectomycorrhizal genus *Leccinum*. *New Phytologist* 163, 201-215.
- Derridj A., 1994.** Exploitation de la variabilité intraspécifique de *Cedrus Atlantica* Manett en Algérie par l'étude des cônes. *Ann. Rech. For. Maroc* 27 : (2) : 435-450.
- Derridj A., Abdelli D., Adjaoud D., Asmani A., Fady B., Hedjam H., Larbi-Aidrous N., Zannouche O., & Krouchi F., 2011.** A synthesis on several years study on *Pinus nigra ssp. mauritanica* in Algeria. *Medpine4*, 4th International conference on Mediterranean pines, June 6-10/2011, Avignon, France.
- DGF., 2007.** Politique forestière nationale et stratégie d'aménagement et de développement durable des ressources forestières et alfiatières. *Document direction générale des forêts*, 32p.
- Dia A. et Duponnois R., 2012.** La grande muraille verte : capitalisation des recherches et valorisation des savoirs locaux. *IRD* (éd.), 493p.
- Di Battista C., 1997.** Comportement en pépinière et en plantation d'un champignon ectomycorhizien *Laccaria bicolor* S238N inoculé sur Epicea (*Picea abies*) et Douglas (*Pseudotsuga menziesii*). Thèse, université de Nancy, France.
- Diédhiou A.G., Dupouey J.L., Buée M., Dambrine E., Laut L. & Garbaye J., 2010a.** The functional structure of ectomycorrhizal communities in an oak forest in central France

witnesses ancient Gallo-Roman farming practices. *Soil Biology and Biochemistry* 42, 860-862.

**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): *Development biology of higherfungi*, London, Cambridge University Press, 117-139.

**Dighton J., Mason P.A. & Poskitt J.M., 1990.** Field use of <sup>32</sup>P to measure phosphate uptake by birch mycorrhizas. *New Phytologist* 116, 635-661.

**Dighton J. & Coleman D.C., 1992.** Phosphorus relations of roots and mycorrhizas of *Rhododendron maximum* L. in the southern Appalachians NC. *Mycorrhiza* 1, 175-184.

**Dighton J., Poskitt J.M. & Brown T.K., 1993.** Phosphate influx into ectomycorrhizal and saprotrophic fungal hyphae in relation to phosphate supply; a potential method for selection of efficient mycorrhizal species. *Mycological Research* 97, 355-358.

**Dommergues Y. & Mangenot F., 1970.** Ecologie microbienne du sol. *Masson*, Paris, 769 p.

**Dommergues Y.R., Duhoux E. & Diem H.G., 1985.** Les arbres fixateurs d’azote, *EditionsEspaces* 34.528.

**Dommergues Y., Duhoux E. & Diem H. G., 1999.** Les arbres fixateurs d’azote : caractéristiques fondamentales et rôle dans l’aménagement des écosystèmes méditerranéens et tropicaux. *Editions Espaces*34, Paris, 499 p.

**Dos Santos V.L., Muchoveg R.M., Borges A.C., Neves J.C.L. & Kasuya M.C.M., 2002.** Vesicular-arbuscular/ectomycorrhiza succession in seedling of *Eucalyptus ssp.* *Brazilian Journal of Microbiology* 32, 81-86.

**Douds D.D. Jr. & Millner P. D., 1999.** Biodiversity of arbuscular mycorrhizal fungi in agrosystems. *Agriculture, Ecosystems & Environement* 74, 77-93.

**Douds D. D. Jr., Nagahashi G., Pfeiffer P. E., Kayser W. M. & Reider C., 2005.** On-farm production and utilization of arbuscular mycorrhizal fungus inoculums. *Canadian Journal of Plant Science*, 85, 15-21.

**Duddridge J.A., Malibari A. & Read D.J., 1980.** Structure and function of mycorrhizal rhizomorphs with special reference to their role in water transport. *Nature* 287, 834-836.

**Duhoux E. & Nicole M., 2004.** Biologie végétale. Associations et interactions chez les plantes. *Ed. Dunod*. 166p.

**Duplessis S., Tagu D. & Martin F., 2002.** Living together underground : a molecular glimpse of the ectomycorrhizal symbiosis . In Osiewacz H., (ed) : Molecular biology of fungal development, New York, Dekker, *Mycology series* : 297-323.

- Duponnois R. & Garbaye J., 1991a.** Mycorrhization helper bacteria associated with the *Douglas fir-Laccaria laccatasymbiosis* : effects in vitro and in glasshouse conditions. *Annales des Sciences Forestières*, 48, 239-251.
- Duponnois R., Garbaye J., Bouchard D. & Churin J. L., 1993.** The fungus-specificity of mycorrhization helper bacteria (MHBs) used as an alternative to soil fumigation for ectomycorrhizal inoculation of bare-root *Douglas-fir* planting stocks with *Laccaria laccata*. *Plant & Soil*, 157, 257-262.
- Duponnois R. & Cadet P., 1994.** Interaction of *Meloidogyne javanica* and *Glomus sp.* on growth and N<sub>2</sub> fixation of *Acacia seyal*. *Afro Asian Journal of Nematology*, 4, 228-233.
- Duponnois R. & Bâ A.M., 1999.** Growth simulation of *Acacia mangium* Willd by *Pisolithus sp.* in some Senegalese soils. *Forest Ecology & Management*, 119, 209-215.
- Duponnois R., Plenchette C., Thioulouse J. & Cadet P., 2001a.** The mycorrhizal soil infectivity and arbuscular Mycorrhizal fungal spores communities in soils of different aged fallow in Senegal. *Applied Soil Ecology* 17, 239-251.
- Duponnois R., Colombet A., Hien V. & Thioulouse J., 2005a.** The Mycorrhizal fungus *Glomus intraradices* and rock phosphate amendment influence plant growth and microbial activity in the rhizosphere of *Acacia holosericea*. *Soil Biology & Biochemistry*, 37, 1460-1468.
- Duponnois R., Founoune H., Masse D. & Pontanier R., 2005b.** Inoculation of *Acacia holosericea* with ectomycorrhizal fungi in a semi-arid site in Senegal: growth response and influences on the mycorrhizal soil infectivity. *Forest Ecology & Management*, 207, 351-362.
- Duponnois R., Hafidi M., Ndoye L, Galiana A, Dreyfus B.& Prin Y., 2010.** Gestion et valorisation des ressources microbiennes des sols pour une revégétalisation durable des milieux sahéliens ». In Dia Aet Duponnois R. éd. : *Le projet majeur africain de la Grande*.
- Duponnois R., Baudoin E., Sanguin H., Thioulouse J., Le Roux C., Tournier E., Galiana A., Prin Y., & Dreyfus B., 2013.** L'introduction d'acacia australiens pour réhabiliter des écosystèmes dégradés est-elle dépourvue de risques environnementaux ? *Bois et Forêts des Tropiques* N° 318 (4) : 59-65.
- Duponnois R., Ramanankierana H., Hafidi M., Baohanta R., Baudoin E., Thioulouse J., Sanguin H., Bâ A., Galiana A., Bally R., Lebrun M., Prin Y., 2013.** Native plant resources to optimize the performances of forest rehabilitation in Mediterranean and tropical environment: Some examples of nursing plant species that improve the soil mycorrhizal potential. *Elsevier Masson SAS. C.R. Biology 336*: 265-272.
- Durrieu G., 1993.** Ecologie des champignons. *MASSON* (éd.), 207p.
- Duvert P., 1987.** Réceptivité des sols aux associations mycorrhiziennes et aptitude prophylactique des mycorhizes. Thèse de Doctorat 3<sup>ème</sup> cycle, Université de Bourgogne, 171p.

- 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.
- Egli S. et Kalin I., 1991.** The root window – a technique for observing mycorrhizae on living trees. *Agric. Ecosyst. Environ*, 28, 107-110.
- Ehrlén J., & Ericksson O., 2000.** Dispersal limitation and patch occupancy in forest herbs. *Ecology* 81, 1667-1674.
- Estaún V., Save R. & Biel C., 1997.** AM inoculation as a biological tool to improve plant revegetation of a disturbed soil with *Rosmarinus officinalis* under semi-arid conditions. *Applied Soil Ecology*, 6, 223-229.
- Eymle J., 1996.** De Christophe Colomb à nos jours: les échanges de végétaux entre l'Amérique et l'Europe depuis 500 ans. *Année biologique* 178, 135-158.
- Fady B., Roig A., Thévenet J., Turion N., Gilg O., Rei F., Brahic P., & Cambon D., 2008.** Valoriser et conserver le Pin deSalzmann. Compte rendu final, Programme Pin de Salzmann- 2007/2008. Convention INRA-Serfob LR n° 07/15 du 05/09/2007. 23p.
- Fielder P.L., & Ahouse J.J., (Eds) 1992a.** Conservation biology. The theory and practice of nature conservation preservation and management. Chapman & Hall, New York & London 507p.
- Finlay R.D., Ek H., Odham G. & Söderström B., 1988.** Mycelial uptake, translocation and assimilation of nitrogen from <sup>15</sup>N-Labelled ammonium by *Pinus sylvestris* plants infected with four different ectomycorrhizal fungi. *New Phytologist* 110, 59-66.
- Finlay R.D., Frostegard A., Sonnerfeldt A.M., 1992.** Utilization of organic and inorganic nitrogen sources by ectomycorrhizal fungi in pure culture and in symbiosis with *Pinus contorta* Dougl. Ex Loud. *New Phytologist* 120, 105-115.
- Fiore-Donno AM., 2001.** Etude de la biodiversité microbiologique forestière : variations annuelles et spatiales de la structuration génétique d'espèces choisies de champignons ectomycorhiziens. Thèse de Doctorat. Université Henri Poincaré, Nancy- I et de l'Université de Lausanne 135p.
- Fleming L.V., 1983.** Succession of mycorrhizal fungi on birth: infection of seedling planted around mature trees. *Plant and Soil*, 71, 263-267.
- Fleming L.V., 1985.** Experimental study of sequences of ectomycorrhizal fungi on birch (*Betula sp.*) seedling root systems. *Soil Biology and Biochemistry* 17: 591-600.
- Fortin J.A., Plenchette C. & Piché Y., 2008.** Les mycorhizes, la nouvelle révolution verte. *Editions Multimondes et Quae*, 131p.

- Fraga-Beddiar A. & Le Tacon F., 1990.** Interaction between VA mycorrhizal fungi and Frankia associated with alder (*Alnus glutinosa*). *Symbiosis* 9, 247-258.
- Frey-Klett P., Garbaye J. & Tarkka M., 2007.** The mycorrhizaHelper bacteria revisited. *New Phytologist* 176, 22-36.
- Gagné A., 2005.** Etude moléculaire du cortège ectomycorhizien de plantation de conifères sur des sites forestiers après coupes à blanc. Mémoire pour maîtrise en sciences forestières. Université Laval. Québec. 90p.
- Garbaye J., 1982.** Quelques aspects de la compétitivité des souches ectomycorhiziennes. Les mycorhizes biologie et utilisation. *Gianinazzi et Gianinazzi pearson édit. INRA publication* (Paris). 303-312.
- Garbaye J., 1988.** Les plantations forestières tropicales : un champ privilégié pour la mycorhization contrôlée, *Bois et Forêts des Tropiques* 216,23-34.
- Garbaye J., 1990.** Pourquoi et comment observer l'état mycorhizien des plants forestiers ? *R.F.F.*, 42 (1): 35-47.
- Garbaye J., 1994.** Helper bacteria: a new dimension to the mycorrhizal symbiosis. *New Phytologist* 128, 197-210.
- Garbaye J., 2013.** La symbiose mycorhizienne. Une association entre les plantes et les champignons. *Quae*(ed.), 251p.
- Garbaye J., & Wilhelm M.E., 1984.** Influence de la mycorhization acquise en pépinière sur la mycorhization de jeunes plantations de chênes. *Acta Oecologia, Oecol. Plant.* 19(2), 151-161.
- Garbaye J., Menez J. & Wilhelm M.E., 1986.** Les mycorhizes des jeunes chênes dans les pépinières et les régénérations naturelles du nord-est de la France. *Acta Oecologia* 7, 87-96.
- Garbaye J., Delwaulle J. & Diangana D., 1988.** Growth response of Eucalyptus in the Congo to ectomycorrhizal inoculation. *Forest Ecology and Management* 24 : 151-157.
- Garbaye J. & Guehl J.M., 1997.** Les rôles des ectomycorhizes dans l'utilisation de l'eau par les arbres forestiers. *Revue Forestière Française* 49, 110-120.
- Garcia C., Roldan A., & Hernandez T., 1997.** Changes in microbial activity after abandonment of cultivation in a semi-arid Mediterranean environment, *J. Environ.Qual.* 26, 285-291.
- Gardes M., & Bruns T.D., 1996a.** Community structure of ectomycorrhizal fungi in a *Pinus muricata* forest: above- and below-ground views. *Canadian Journal of Botany* 74, 1572-1583.
- Garner W. & Steinberger Y., 1989.** A proposed mechanism for the formation of fertile islands in the desert ecosystem, *J., Arid Environ.* 16, 257-262.

- Gentili F. & Jumpponen A., 2006.** Potential and possible uses of bacterial and fungal biofertilizers. in: Rai MK (ed) Handbook of Microbial Biofertilizers. *Food Products Press*. 1-28.
- Gerber S. 1989.** Chimiotaxonomie et hybridation inter- raciale chez les Pins noirs (*Pinus nigra* Arn.). Spécialisation des ressources génétiques, amélioration des plantes et création de variétés. Diplôme d'ingénieur. I.N.R.A. Paris-Grignon, 63p.
- Gerber S., Baradat PH., Marpeau A. and Arbez M., 1995.** Geographic variation terpene composition of *Pinus nigra* Arn. *Forest Genetic* 2 (1): 1-10.
- Gianinazzi S. & Schüepp H., 1994.** Impact of arbuscular mycorrhizas on sustainable agriculture and natural ecosystems. *Birkhäuser Verlag*, Basel. 226 p.
- Gianinazzi-Person V., 2012.** Les mycorrhizes éricoïdes: état de l'art et application. *Colloque Alliances au pays des racines*. 3, 20-22.
- 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 Physiology* 101, 413-522.
- Girard M. C., Walter C., Remy J. C., Berthelin J. & Morel J. C., 2005.** Sols et Environnement. *Dunod*(ed), 816p.
- Gobat J. M., Aragno M. & Matthey W., 2003.** Le sol vivant, 2<sup>e</sup> Edition. *Presses Polytechniques Universitaires Romandes*, Lausanne, 568 p.
- Goncalves M.T., 1994.** Mycotrophic conditions of *Populus nigra* and *P. euramericana*. Evaluation of Endo vs Ectomycorrhiza. In *Proceeding of fourth European Symposium on Mycorrhiza*.
- Grayston S. J., Vaughan D. & Jones D., 1996.** Rhizosphere carbon flow in trees, in comparison with annual plants: the importance of root exudation and its impact on microbial activity and nutrient availability. *Applied Soil Ecology*, 5, 29-56.
- Guevara S., Meave J., Moreno-Casasola P. & Laborde J., 1992.** Floristic composition and structure of vegetation under isolated trees in pastures in a tropical rainforest, *Conserv. Biol* 14,1693-1703.
- Guinberteau J., Olivier J.M & Bordaberry M.R., 1989.** Données récentes sur la culture des « pieds bleus » (*Lepista* sp) PHM, *Revue Horticole* 298. 17-22.
- Habte M. & Manjunath A., 1991.** Categories of vesicular-arbuscular mycorrhizal dependency of host species, *Mycorrhiza* 1, 3-12.

- HacsKaylo E. et Vozzo J. A., 1967.** Inoculation of *Pinus caribaea* with pure culture of mycorrhizal fungi in Puerto Rico. In ‘‘Proceeding of 14<sup>th</sup> International Union Forestry Research Organization’’. *IUFRO*, 5, 139-148.
- Harley J.L., 1984.** Mycorrhiza and soil ecology. *Biot. Rev.*, 23, 127-158.
- Hart M.M., Reader R.J. & Klironomos J.N., 2003.** Plant coexistence mediated by arbuscular mycorrhizal fungi. *Trends in Ecology & Evolution*, 18, 18-23.
- Hatch A. B. et Doak K. D., 1933.** Mycorrhizal and other features of the root system of *Pinus*. *J. Arnold Arbor.*, 14, 85-99.
- He X. & Nara K., 2007.** Element biofortification: can mycorrhizas potentially offer a more effective and sustainable pathway to curb human malnutrition? *Trends in Plant Science*, 12, 331-333.
- Hedh J., Samson P., Erland S. & Tunlid A., 2008.** Multiple gene genealogies and species recognition in the ectomycorrhizal fungus *Paxillus involutus*. *Mycological Research* 112, 965-975.
- Henrion B., Di Battista C., Bouchard D., Vairelles D., Thompson B.D., Le Tacon F & Martin F., 1994.** Monitoring the persistence of *Laccaria bicolor* as an ectomycorrhizal symbiont of nursery-grown *Douglas-fir* by PCR of the rDNA intergenic spacer. *Molecular Ecology* 3, 571-580.
- Herrera M. A., Salamanca C. P. & Barea J. M., 1993.** Inoculation of woody legumes with selected arbuscular mycorrhizal fungi and rhizobia to recover desertified Mediterranean ecosystems. *Applied & Environmental Microbiology*, 59, 129-133.
- Hetrick B. A. D., 1984.** Ecology of VA Mycorrhizal fungi. VA Mycorrhizae. CL Powell, DJ Bagyaraj (eds), *CRC Press*, Louisiana, USA, pp 35-56.
- Hiltner L., 1904.** Über neuere Erfahrungen und Problem auf dem Gebiet der Bodenbakteriologie unter besonderer Berücksichtigung der Gründüngung und Brache (On recent insight and problems in the area of soil bacteriology under special consideration of the use of green manure and following). *Arbeiten der Deutschen Landwirtschaftlichen Gesellschaft* 98, 59-78.
- 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.
- Hocine H., 1998.** Associations mycorrhiziennes naturelles de *Cedrus atlantica* dans le massif du Djurdjura (Algérie) et mycorrhization contrôlée. Thèse de doctorat, Université Blaise Pascal, 479p.

- Hocine H., Belarbi R., Perrin R. & Chevalier G., 1994.** Possibilités de mycorhization de *Cedrus atlantica* Manetti. *Ann. Rech. For. Maroc*, 27 (1), 350-361.
- Hodge A., Campbell C. D. & Fitter A.H., 2001.** An arbuscular Mycorrhizal fungus accelerates decomposition and acquires nitrogen directly from organic matter. *Nature*, 413, 297-299.
- Holl K.D., 2002.** Effect of shrubs on tree seedling establishment in an abandoned tropical pasture. *J. Ecol.* 90, 179-187.
- Hooper D. U. & Vitousek P.M., 1997.** The effects of plant composition and diversity on ecosystem processes. *Science*, 277, 1302-1305.
- Horton T.R., & Bruns T.D., 2001.** The molecular revolution in ectomycorrhizal ecology: peeking into the black-box. *Molecular Ecology* 10, 1855-1871.
- Ingold C.T., 1971.** *Fungal spores: their liberation and dispersal*: Oxford, UK: Clarendon press.
- Isajev V., Fady B., Semerci H., & Andonovski V., 2011.** Fiche technique d'Euforgen pour la conservation génétique et l'utilisation des pins noirs d'Europe (*Pinus nigra*). *Biodiversity International*, Rome, Italie, et Min. Agriculture, Paris, France. 6 pages.
- Jakobsson A., & Eriksson O., 2002.** Seed size plant and frequency patterns of understory plants in Swedish deciduous forests. *Ecoscience* 9, 74-78.
- Janos D. P., 1980.** Mycorrhizae influence tropical succession. *Biotropica* 12, 56-64.
- Johansson J. F., Paul L.R. & Finlay R.D., 2004.** Microbial interactions in the mycorrhizosphere and their significance for sustainable agriculture. *FEMS Microbiology Ecology*, 48, 1-13.
- Johnson D., Leake J., Ostle N., Ineson P. & Read D. J., 2002.** *In situ* (CO<sub>2</sub>)-C-13 pulse-labelling of upland grassland demonstrates a rapid pathway of carbon flux from arbuscular mycorrhizal mycelia to the soil. *New Phytologist*, 153, 327-334.
- Joner E. J. & Leyval C., 2003.** Rhizosphere gradients of polycyclic aromatic hydrocarbon (PAH) dissipation in two industrial soils and the impact of arbuscular mycorrhiza. *Environmental Science & Technology*, 37, 2371-2375.
- Jones M.D., Durall D.M & Cairney W.G., 2003.** Ectomycorrhizal fungal communities in young forest stands regenerating after clearcut logging Tansley review. *New phytologist* 157, 399-422.
- Kabré A., 1982.** Mycorhization de *Pinus caribaea* (morelet) var. hondurensis dans différents sols du Sénégal. Thèse doct. de 3<sup>e</sup> cycle, Univ. Nancy-I, France.

- Karen O., 1997.** Effects of air pollution and forest regeneration methods on the community structure of ectomycorrhizal fungi. Thèse de l'Université d'Uppsala, Suède, 53p.
- Karen O. & Nylund J.E., 1996.** Effects of N-free fertilization on community structure in Norway spruce stands in Southern Sweden. *Plant and soil* 181, 295-305.
- Keller G., 1996.** Utilization of inorganic and organic nitrogen sources by high-subalpine ectomycorrhizal fungi of *Pinus cembra* in pure culture. *Mycological Research* 100, 989-998.
- Kessel S. L., 1927.** The dependence of pine on a biological soil factor. *Empire Forest. J.*, 6, 70-74.
- Khan A. G., Kuek C., Chaudhry T. M., Khoo C.S. & Hays W.J., 2000.** Role of plants, mycorrhizae and phytochelators in heavy metal contaminated land remediation. *Chemosphere*, 41, 197-207.
- Kisa M., Sanon A., Thioulouse J., Assigbetse K., Sylla S., Spichiger R., Dieng L., Berthelin J., Prin Y., Galiana A., Lepage M. & Duponnois R., 2007.** Arbuscular mycorrhizal symbiosis counter- balance the negative influence of the exotic tree species *Eucalyptus camaldulensis* on the structure and functioning of soil microbial communities in a sahelian soil. *FEMS Microbiology Ecology*, 62, 32-44.
- Kitajima K., 2002.** Do shade-tolerant tropical tree seedling depend longer on seed reserves ? Functional growth analysis of three *Bignoniaceae* species. *Functional Ecology* 16, 433-444.
- Klier K., Leoschke M.J., & Wendel J.F., 1991.** Hybridization and introgression in white and yellow lady's slipper orchids (*Cypripedium candidum* and *C. pubescens*). *Journal of Heredity* 82, 305-318.
- 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.
- Kropp B., 1990.** Variation in acid phosphatase activity among progeny from controlled crosses in the ectomycorrhizal fungus *Laccaria bicolor*. *Canadian journal of Botany* 68, 864-866.
- Kropp B., 1997.** Inheritance of the ability for ectomycorrhizal colonization of *Pinus strobus* by *Laccaria bicolor*. *Mycologia* 89, 578-585.
- Kropp B. et Fortin J.A., 1988.** The incompatibility system and relative ectomycorrhizal performance of monokaryons and reconstituted dikaryons of *Laccaria bicolor*. *Canadian Journal of Botany*, 66. 289-294.
- Kropp B., & Langlois C.G., 1990.** Ectomycorrhizas in reforestation. *Canadian Journal of Forest Research* 20, 438-451.

- Laiho O., 1970.** *Paxillus involutus* as a mycorrhizal symbiont of forest tree. *Acta Forestalia Fennica* 106, 1-72.
- Lambers H., Raven J. A., Shaver G. R. & Smith S. E., 2008.** Plant nutrient-acquisition strategies change with soil age. *Trends in Ecology & Evolution*, 23, 95-103
- Landeweert R., Hoffland E., Finlay R. D., Kuyper T.W. & Van Breemen N., 2001.** Linking plant to rocks: ectomycorrhizal fungi mobilize nutrients from minerals. *Trends in Ecology & Evolution*, 16, 248-255.
- Lapeyrie F.F. & Chilvers G.A., 1985.** An endomycorrhiza-ectomycorrhiza succession associated with enhanced growth by *Eucalyptus dumosa* seedling planted in a calcareous soil. *New Phytologist* 100, 93-104.
- Le Houerou H.N., 1981.** Impact of man and his animals on Mediterranean vegetation. In: Di Castri, F., Goudall, D.W., Specht, R.L. (Eds) Mediterranean-types shrublands. *Ecosystems of the world*, Vol. 11. Elsevier, Amsterdam, 479-521.
- Lepoutre B., 1961.** Recherches sur les conditions édaphiques de régénération des cédraies marocaines. *Ann. Rech. For. Maroc*, 6(2), 1-211.
- 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., Garbaye J., Bouchard D., Chevalier G., Oliver J.M., Guimberteau J., Poitou N., & Frochot H., 1988.** Field results from ectomycorrhizal inoculation in France. In Canadian Workshop on mycorrhizae in forestry, May 1-4, 1988. M. Lalonde and Y. Piché (éd). Centre de recherche en biologie forestière, faculté de foresterie et géodésie, Université Laval. Ste-Foy, Qc.
- Le Tacon F., Alvarez, I.F., Bouchard, D., Jackson, R.M., Luffs., Parlade, J.L., Pera, J., Stenströme., Villeneuve, N. & Walker, C., 1992.** Variations in field response of forest trees to nursery ectomycorrhizal inoculation in Europe. In mycorrhizas in ecosystems (édité par DJ Read, DH Lewis, AH Fitter and IJ Alexander). *CAB international, Wallingford*. 119-154.
- Le Tacon F., et Selosse M.A., 1994.** La place des symbioses mycorrhiziennes dans l'évolution et la colonisation des continents par la vie. *Acta Bot. Gallica* 141 (4) : 405-419.
- Le Tacon F., Moussain D., Garbaye J., Bouchard D., Churin J.L., Argillier C., Amirault J., & Genere B., 1997.** Mycorrhizes, pépinières et plantation forestières en France. *R.F.F* 49,131-154.
- Leake J.R., Johnson D., Donnelly D., Muckle G., Boddy L. & Read D., 2004.** Networks of power and influence: the role of mycorrhizal mycelium in controlling plant communities and agroecosystem functioning. *Canadian Journal of Botany* 82, 1016-1045.
- Leite S., 2008.** La bio-indication mycologique de la forêt domaniale sainte-croix-volvestre. Mémoire de Master 2 Gestion de la Biodiversité. *Univ. Paul Sabatier Toulouse III*. 79p.

- Leyval C. & Berthelin J., 1993.** Rhizodeposition and net release of soluble organic compounds by pine and beech seedlings inoculated with rhizobacteria and ectomycorrhizal fungi. *Biology & Fertility of Soils*, 15, 259-267.
- Leyval C., Turnau K. & Haselwandter K., 1997.** Effect of heavy metal pollution on mycorrhizal colonization and function: physiological, ecological and applied aspects. *Mycorrhiza*, 7, 139-153.
- Leyval C., Joner E. J., 2001.** Bioavailability of heavy metals in the mycorrhizosphere. In: Trace elements in the rhizosphere. *CRC Press*, 165-185.
- 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 Phytologist* 159, 141-151.
- Lodge D.J., 1985.** Ecology of ecto and endomycorrhizal fungi associated with eastern cottonwood roots. Ph.D. Thesis, Dept. Botany, NC state Univ., Raleigh, NC, USA.
- Lovelock C. E., Wright S. F., Clarck D.A. & Ruess R. W., 2004.** Soil stocks of glomalin produced by arbuscular mycorrhizal fungi across a tropical rain forest landscape. *Journal of Ecology*, 92, 278-287.
- Malajczuk N., Molina R. & Trappe J.M., 1982.** Ectomycorrhiza formations in *Eucalyptus*. I Pure culture synthesis, host specificity and mycorrhizal compatibility with *Pinus radiata*. *New Phytologist* 91, 467-482.
- Malajczuk N., Lapeyrie F. & Garbaye J., 1990.** Infectivity of pine and eucalypt isolates of *Pisolithus tinctorius* on roots of *Eucalyptus urophylla* in vitro. I. Mycorrhiza formation in model systems. *New phytologist* 114, 627-661.
- Manjunath A., Hue N. V. & Habte M., 1989.** Response of *Leuceana leucocephala* to vasicular-arbuscular mycorrhizal colonization and rock phosphate fertilization in an Oxisol. *Plant & Soil*, 114, 127-133.
- Marilley L., Vogt G., Blanc M. & Aragno M., 1998.** Bacterial diversity in the bulk soil and rhizosphere fractions of *Lolium perenne* and *Trifolium repens* as revealed by PCR restriction analysis of 16s rDNA. *Plant & Soil*, 198, 219-224.
- Marks G.C., 1965.** The classification and distribution of the mycorrhizas of *Pinus radiata*. *Aust. For.*, 29: 238-251.
- Marmeisse R., Guidot A., Gay G., Lambilliotte R., Sentenac H., Combiér J.P., Melayah D., Fraissinet-Tachet L. & Debaud J.C., 2004.** *Hebeloma cylindrosporium*: a model species to study ectomycorrhizal symbiosis from gene to ecosystem. *New Phytologist* 163, 481-498.
- Marshall P.E. & Kozlowski T.T., 1976.** Importance of photosynthetic cotyledons for early growth of woody angiosperms. *Physiology Plantarum* 37, 336-340.

- Martin F., Duplessis S., Ditengou F., Lagrange H., Voiblet C. & Lapeyrie F., 2001.** Developmental cross talking in the ectomycorrhizal symbiosis: signals and communication genes. *New Phytologist* 151, 145-154.
- Marx D. H. et Bryan W.C., 1971.** Influence of ectomycorrhizae on survival and growth of aseptic seedling of loblolly pine at high temperature. *Forst Sc.*, 17, 37-41.
- Marx D. H., Hatch A. B. & Mendicino J. F., 1977.** High soil fertility decreases sucrose content and susceptibility loblolly pine roots to ectomycorrhizal infection by *Pisolithus tinctorius*. *Can. J. Bot.*, 55, 1569-1574.
- Marx D.H., Cordell C.E., Kenny P.S., Mexal J.G., Artman, J.D., Rittle J.W., & Molina R.J., 1984.** Commercial vegetative inoculums of *Pisolithus tinctorius* and inoculation technique for development of ectomycorrhize on bare root tree seedlings. *For. Sc. Monog.*, 75 , 1-10.
- Marx D.H., Hedin A. & Toe S.F.P., 1985.** Field performance of *Pinus caribaea* var. *hondurensis* seedling with specific ectomycorrhizae and fertilizer after three years on a Savanna site in Liberia. *Forest Ecology and Management* 13, 1-25.
- Mason P.A., Wilson J., Last E.T. & Walker C.C., 1983.** The concept of succession in relation to the spread of sheathing mycorrhizal fungi on inoculated tree seedling growing in unsterile soils. *Plant and Soil* 71, 247-256.
- 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 Phytologist* 126, 677-690.
- Matiru V. N. & Dakora F.D., 2004.** Potential use of rhizobial bacteria as promoters of plant growth for increased yield landraces in African cereal crops. *African Journal of Biotechnology*, 3, 1-7.
- Mayer H., 1984.** Walder Europas. Gustav Fisher, Stuttgart and New York 691p.
- Mc Neely J.A., 1994.** Lessons from the past: forest and biodiversity. *Biodiv. Conserv* 3, 3-20.
- Mcaffé B.J., & Fortin J.A., 1986.** Competitive interactions of ectomycorrhizal mycobronts under field conditions. *Canadian Journal of Botany* 64, 848-852.
- Meddour R., 2010.** Bioclimatologie, phytogéographie et phytosociologie en Algérie. Exemple des groupements forestiers et préforestiers de la Kabyle djurdjuréenne. Thèse de doctorat d'état, Université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou, 397p.
- Meddour R., Meddour-Sahar O., Derridj A. & Bensettiti F., 2010** (in press). Le Pin noir du Maghreb (*Pinus nigra* Arn. subsp. *Mauretunica* (Maire & Peyer.) Heywood). Un taxon subendémique très menacé en Algérie. *Documents Phytosociologiques*, 10 p. Camerino.

- Mehmann B., Egli S., Braus G.H., & Brunner I., 1995.** Coincidence between molecular or morphologically classified ectomycorrhizal morphotypes and fruitbodies in a spruce forest. In *Biotechnology of ectomycorrhizae. Molecular Approaches. V.* Stocchi, P. Bonfante & M. Nuti.(Ed) *Plenum Press*, New-York, 41-52.
- Mhirit O., 1982.** Etude écologique et forestière des cédraies du Rif marocain. Essai sur une approche multidimensionnelle de la phytoécologie et de la productivité du cèdre (*Cedrus atlantica* Manetti). *Ann. Rech. For. Maroc*, 22, 1-502.
- Mikola P., 1973.** Application of mycorrhizal symbiosis to forestry practice. In: Marks G.C. & Kozlowski T.T., (eds.), *Ectomycorrhizae, their ecology and physiology*, Academic Press. New York-London, 383-411.
- Miller D. D., Domoto P.A., & Walker C., 1985.** Colonization and efficacy of different endomycorrhizal fungi with Apple seedlings at two phosphorus levels. *New Phytologist*, 100, 393-402.
- Miller R.V., & Sands D.C., 1992.** Fitness of genetically altered fungi. In *The fungal community.* GC. Carroll & DT. Wicklow (Ed) *M. Decker*, New York. 99-118.
- Molina R., 1981.** Ectomycorrhizal specificity in the genus *Alnus*. *Can. J., Bot.*, 59, 325-334.
- Molina R., & Chamard J., 1983.** Use of ectomycorrhizal fungus *Laccaria laccata* in Forestry II. Effects of fertilizer forms and levels on growth of container-grown Douglas – fir and ponderosa pine seedling. *Canadian Journal of forest research* 13, 89-95.
- Molina R., Massicotte H., & Trappe J.M., 1992.** Specificity phenomena in mycorrhizal symbioses: community – ecological consequences and practical implications. In: Allen MF (éd.), *Mycorrhizal functioning: an integrative plant – fungal process.* *Chapman and Hall*, NY. USA. 357-423.
- Molina R. & Trappe J.M., 1994.** Biology of the ectomycorrhizal genus *Rhizopogon*. I. Host associations, host-specificity and pure culture syntheses. *New Phytologist* 126, 653-675.
- Mosse B., Stribley D.P., & Le Tacon F., 1980.** Ecology of mycorrhizae and mycorrhizal fungi. In: Alexander M. (ed). *Advances in microbial ecology*, New York, Cornell Union, Plenum Publishing Corporation, 4, 137-210.
- Moussain D., Plassard C., Argillier C., Sardin T., Leprince F., El Kerkouri K., Arvieu J. C. et Cleyet-Marel J. C., 1994.** Stratégie d'amélioration de la qualité des plants forestiers et des reboisements méditerranéens par utilisation de la mycorrhization contrôlée en pépinière. *Acta Bot. Gallica*, 141, 571-580.
- Moyersoen B. & Fitter A.H., 1999.** Presence of arbuscular mycorrhizas in typically ectomycorrhizal host species from Cameroon and New Zealand. *Mycorrhiza* 8, 247-253.

- Muller M., 1986.** Actions, observations et suggestions à propos du pin noir Algérien. Cellule I.N.R.F. Parc national du Djurdjura 5.
- Mulligan D.R. & Patrick J.W., 1985.** Phosphorus and carbon budgets of *Eucalyptus pilularis* Smith seedling during their cotyledonary phase of growth. *Australian Journal of Plant Physiology* 12, 535-548.
- Nehls U. et Hampp R., 2000.** Carbon allocation in ectomycorrhizas. *Physiological and Molecular Plant Pathology*, 57. 95-100.
- Newman E. I., 1988.** Mycorrhizal links between plants: their functioning and ecological significance. *Advances in Ecological Research*, 18, 243-270.
- Newsham K.K., Fitter A.H. & Watkinson A.R., 1995.** Arbuscular mycorrhiza protect an annual grass from root pathogenic fungi from the field. *Journal of Ecology*, 83, 991-1000.
- Newton A.C., 1992.** Towards functional classification of ectomycorrhizal fungi. *Mycorrhiza*, 2, 75-79.
- 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 Phytologist*. 138, 619-627.
- Nezzar-Hocine H., Perrin R., Halli-Hargas R., & Chevalier G., 1997.** Ectomycorrhizal association with *Cedrus atlantica* (Endl.) Manetti ex Carrière. I. Mycorrhizal synthesis with *Tricholoma tridentinum* Singer var. *cedretorum* Bon. *Mycorrhiza*, 8, 47-51.
- Nezzar-Hocine H., Bouteville R.J., Guinberteau J., Perrin R., & Chevalier G., 1998.** La macroflore fongique de *Cedrus atlantica* (Endl.) Menetti ex Carrière. II. Les champignons ectomycorhiziens d'une cédraie du massif du Djurdjura (Algérie). *Cryptogamie-Mycologie*, 19 (1-2) ,139-161.
- Norman M. J. T., Pearson C. J. & Searle P. G. E., 1995.** The Ecology of Tropical Food Crops. *Cambridge University Press*, Cambridge, 436p
- Oldman R.A.A., 1974.** L'architecture de la forêt guyanaise Mémoires ORSTOM273, 1-204.
- Oldfield S., Lusty C. & MC Kinven A., 1998.** The word list of threatened trees. IUCN, *Word conservation press*, Cambridge. 650p.
- Ouahmane L., Duponnois R., Hafidi M., Kisa M., Boumezzough A., Thioulouse J. & Planchette 2006.** Some Mediterranean plant species (*Lavandula spp.* and *Thymus satureioides*) act as potential "plant nurses" for the early growth of *Cupressus atlantica*, *Plant Ecol* 185,123-134.
- Padilla F.M. & Pugnaire F.I., 2006.** The role of nurse plants in the restoration of degraded environments, *Front. Ecol. Environ* 4, 196-202.

- Pare T., Gregorich E. G. & Nelson S. D., 2000.** Meneralization of nitrogen from crop residues and N recovery by maize inoculated with vesicular arbuscular mycorrhizal fungi. *Plant & Soil*, 218, 11-20.
- Park J. Y., 1970.** Effects of field inoculation with mycorrhizae of *Cenococcum graniforme* on basse wood growth. *Can. For. Serv. Dept. Fish and For., Bimonthly Res. Notes*, 26, 27-28.
- Park J. L., Linderman R. G. et Black C. H., 1983.** The role of ectomycorrhizae in drought tolerance of Douglas-fir seedings. *New Phytol.*, 95, 83-95.
- Peay K., Kennedy P.G., Davies S.J., Tan S. & Bruns T., 2009.** Potential link between plant and fungal distributions in a dipterocarp rain-forest: community and phylogenetic structure of tropical ectomycorrhizal fungi across a plant and soil ecotone. *New Phytologist* 185, 525-538.
- Perrin R., Duvert P., & Plenchette C., 1988.** Substrate receptiveness to mycorrhizal association. Concepts, methods and applications. *Acta Hortic.* 221, 223-228.
- Perrin R., & Salerno M.I., 1994.** Current developments in research to the influence of mycorrhizae on plant protection and resistance to a biotic stresses. In: C., Azcon-Aguilar & J.M. Barea (Eds). *Mycorrhizas in integrated systems from genes to plant development*. European Commission EUR 1672, Luxembourg, 401-406.
- Perrin R., Parlade X., & Pera J., 1997.** Receptiveness of forest soils to ectomycorrhizal association. I., Concept and method as applied to *Laccaria bicolor* (Maire) Orton. *Pinus pinaster* Ait. And *Pseudotsuga menziesii* (Mirb) Franco symbiosis, *Mycorrhiza*, 6, 469-476.
- Piché Y., Peterson R.L., Melanie J., Howar T.H. & Fortin A., 1983.** A structural study interaction between the ectomycorrhizal fungus *Pisolithus tinctorius* and *Pinus strobus*. *Canadian Journal of Botany* 61, 1185-1193.
- Piéri C., 1989.** Fertilité des terres de savane. Bilan de trente années de recherche et de développement agricole au sud du Sahara. Ministère de la Coopération et du Développement. Cirad, Paris, 444p.
- Piou D., 1979.** Importance de la mycorrhization dans la résistance au calcaire de diverses espèces forestières. *R.F.F.XXXI.2*.
- Plassard C., Scheromn 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, 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 and Environment* 25, 75-84.
- Plenchette C., Fortin J. A. & Furlan V., 1982.** Effects of different endomycorrhizal fungi on five host plants grown on calcined montmorillonite clay. *Journal of the American Society for Horticultural Science*, 107, 535-538.

- Plenchette C., Fortin J. A. & Furlan V., 1983.** Growth response of several plant species to mycorrhizae in a soil of moderate P-fertility. I. Mycorrhizal dependency under field conditions. *Plant & Soil*, 70, 199-209.
- Plenchette C., Perrin R. & Duvert P., 1989.** The concept of soil infectivity and a method for its determination as applied to endomycorrhizas. *Canadian Journal of Botany*, 67, 112-115.
- Pritsch K., Munch J.C. & Buscot F., 1997.** Morphological and anatomical characterization of black alder *Alnus glutinosa* (L.) Gearth. Ectomycorrhizas. *Mycorrhiza* 7, 201-216.
- Quezel P., 1980.** Biogéographie et écologie des conifères sur le pourtour méditerranéen. *Act. Eco. For.* Ed. Pesson, Paris. 205-256.
- Quézel P., Médail F., Loisel R., & Barbero M., 1999.** Biodiversité et conservation des essences forestières du bassin méditerranéen. *Unasylva* 197, 21-28.
- Quezel P., Médail F., 2003.** Ecologie et biogéographie des forêts du bassin méditerranéen. (Ed) Elsevier. 571p.
- Raffi Z.A., Dodd R.S., & Zavarin E., 1996.** Genetic diversity in foliar terpenoids among natural populations of European Black Pine. *Biochem. Syst. Ecol.* 24: 325-339.
- Ramanankierana N., Ducouso M., Rakotoarimanga N., Prin Y., Thioulouse J., Randianjohany Ramaroson L., Kisa M., Galiana A. & Duponnois R., 2007.** Arbuscular mycorrhizas and ectomycorrhizas of *Upaca bojeri* L., (Euphorbiaceae): sporophore diversity patterns of root colonization and effects on seedling growth and soil microbial catabolic diversity. *Mycorrhiza* 17, 195-208.
- Read D.J., 1991.** Mycorrhizas in ecosystems. *Experientia* 47: 376-389.
- Read D.J., 1997.** The ties that bind. *Nature* 388, 517-518.
- Read D.J., Kianmehr H. & Malibari A., 1977.** The biology of mycorrhiza in *Helianthemum* Mill. *New Phytologist* 78, 305-312.
- Read D.J. & Perez-Moreno J., 2003.** Mycorrhizas and nutrient cycling in ecosystems a journal towards relevance? *New Phytologist* 157, 475-492.
- Regato P., Gamisans J., & Gruber M., 1995.** A syntaxonomical study of *Pinus nigra* subsp *salzmannii* forests in the Iberian Peninsula. *Phytocoenologia* 25: 561-578.
- Requena N., Jeffries P. & Barea J. M., 1996.** Assessment of Natural Mycorrhizal Potential in a Desertified Semiarid Ecosystem. *Applied & Environmental Microbiology*, 62, 842-847.
- Requena N., Perez-Solis E., Azcon-Aguilar C., Jeffries P. & Barea J. M., 2001.** Management of Indigenous Plant-Microbe Symbioses aids Restoration of Desertified Ecosystems. *Applied & Environmental Microbiology*, 67, 495-498.

- Rhodes L. H. & Gerdemann J. W., 1975.** Phosphate uptake zones of mycorrhizal and non-mycorrhizal onions. *New Phytologist*, 75, 555-561.
- Richer De Forges A., Feller C., Jamagne M. & Arrouays D., 2008.** Perdus dans le triangle des textures. *Etude et gestion des sols*, 15, 2, 97-111.
- Richter, D.L. et Bruhn, J.N., 1993.** Mycorrhizal fungus colonization of *Pinus resinosa* Ait transplanted on northern hardwood clearcuts. *Soil Bio/ Biochem.*, 25(3), 355-36.
- Rillig M. C. & Steinberg P. D., 2002.** Glomalin production by arbuscular mycorrhizal fungus: a mechanism of habitat modification? *Soil Biology & Biochemistry*, 34, 1371-1374.
- Rillig M. C. & Mummey D. L., 2006.** Mycorrhizas and soil structure. *New Phytologist*, 171, 41-53.
- Rivas-Martinez S., 2004.** Global bioclimatics (Clasificación bioclimática de la Tierra). *Phytosociological Research Center*. [www.globalbioclimatics.or](http://www.globalbioclimatics.or) (version 28/08/2004).
- Rivière T., Diedhou A.G., Diabate M., Senthilarasu G., Natarajan K., Verbeke A., Buyck B., Dreyfus B., Bena G. & BÅ A.M., 2007.** Genetic diversity of ectomycorrhizal basidiomycetes from African and Indian tropical forests. *Mycorrhiza* 17, 415-428.
- Robinson D. & Fitter A., 1999.** The magnitude and control of carbon transfer between plants linked by a common mycorrhizal network. *Journal of Experimental Botany*, 50, 9-13.
- Rodriguez H. & Fraga R., 1999.** Phosphate solubilizing bacteria and their role in plant growth promotion. *Biotechnology Advances*, 17, 319-339.
- Roman-Amat B., 1984.** Contribution à l'exploration et à la valorisation de la variabilité intraspécifique et individuelle du Pin laricio de Corse. Thèse Doct. Ing. Univ. Paris. Sud. Orsay. 136p
- Ruehle J.L., & Brendemuehl R.H., 1981.** Performance of Choctawhatchee sand pine seedlings inoculated with ectomycorrhizal fungi outplanted in the sandhills of north Florida, US. *For. Serv, Res. Note SE 301*, 7 p.
- Rufyikiri G. S., Declerck S., Dufey J. E. & Delavaux B., 2000.** Arbuscular mycorrhizal fungi might alleviate aluminium toxicity in banana plants. *New Phytologist*, 148, 343-352.
- Rygiewicz P.T., Bledsoe C.S. & Zasoski R.J., 1984.** Effects of ectomycorrhizae and solution pH on 15N ammonium uptake by coniferous seedling. *Canadian Journal of forest Research* 14, 885-892.
- Safir G.R., Boyer J.S. & Gerdemann J.W., 1971.** Mycorrhizas enhancement of water transport in soybean. *Sciences* 172, 581-583.
- Sala O. E., Chapin F. S. III., Armesto J. J., Berlow E., Bloomfield J., Dirzo R., Huber-Sanwald E., Hueneke L. F., Jackson R. B., Kinzing A., Leemans R., Lodge D. M.,**

**Mooney H. A., Oesterheld M., Poff N. L., Sykes M. T., Walker B. H., Walker M. & Wall D. H., 2000.** Global biodiversity scenarios for the year 2100. *Science*, 287, 1770-1774.

**Samba R. T., Sylla S. N., Neyra M., Gueye M., Dreyfus B. & Ndoye I., 2002.** Biological nitrogen fixation in crotalaria species estimated using the <sup>15</sup>N isotope dilution method. *African Journal of Biotechnology*, 1, 17-22.

**Sanders I. R., 2003.** Preference, specificity and cheating in the arbuscular mycorrhizal symbiosis. *Trends in Plant Science* 8, 143-145.

**Sanon A.A., 2009.** Le concept de niche écologique associé à la co-existence des espèces végétales : mise en évidence du rôle de la symbiose mycorrhizienne et de sa microflore associée dans la structuration de la strate herbacée en milieu tropical. Thèse de doctorat. Université Henri Poincaré, Nancy I, 228p.

**Sanon A., Martin P., Thioulouse J., Plenchette C., Spichiger R., Lepage M. & Duponnois R., 2006.** Displacement of an herbaceous plant species community by Mycorrhizal and non-mycorrhizal *Gmelina arborea*, an exotic tree, grown in a microcosm experiment. *Mycorrhiza* 16, 125-132.

**Sanon K.B., BÄ 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.

**Scatsoyiannes A., Rohr R., Panetsos K. P., & Tsaktsira M., 1994.** Allozyme frequency distributions in five European populations of black pin (*Pinus nigra* Arn). *Silvae Genetica* 43, 1. 20-30.

**Schemske D.W., Husband B.C., Ruckelshans M.H., Goodwillie C., Parker I.M., & Bishop J.G., 1994.** Evaluating approaches to conservation of rare and endangered plants. *Ecology* 75: 584-606.

**Schlesinger W.H., Raikes J.A., Hartley A.E. & Cross A.F., 1996.** On the spatial pattern of soil nutrients in desert ecosystems, *Ecology* 7, 364-374.

**Schwartz M.W., Hoeksema J.D., Gehring C.A., Johnson N.C., Klironomos J.N., Abbott L.K. & Pringle A., 2006.** The promise and the potential consequences of the global transport of mycorrhizal fungal inoculum. *Ecology Letters*, in press.

**Scotland R.W., Olmstead R.G. & Bennett J.R 2003.** Phylogeny Reconstruction: The Role of Morphology. *Systematic biology* 52 (4), 539-548.

**Selosse M-A., Baudois E. & Vandenkroonhuysen P., 2004.** Symbiotic microorganisms, a key for ecological success and protection of plants. *Comptes rendus Biologies*, 327, 639-648.

**Silvertown J., 2004.** Plant coexistence and the niche. *Trends in Ecology & Evolution* 19, 605-611.

**Simard S.W., Jones M.D., Durall D.M., Perry D.A., Myrold D.D. & Molina R., 1997a.** Reciprocal transfer of carbon isotopes between ectomycorrhizal *Betula papyrifera* and *Pseudotsuga menziesii*. *New Phytologist* 137, 529-542.

**Simard S.W., Perry D.A., Jones M.D., Myrold D.D., Durall D.M. & Molina R., 1997b .** Net transfer of carbon between ectomycorrhizal tree species in the field. *Nature* 388, 579-582.

**Simard S. W. & Durall D. M., 2004.** Mycorrhizal networks: a review of their extent, function and importance. *Canadian Journal of Botany*, 82, 1140-1165.

**Simberloff D., 2003.** Confronting introduced species: a form of xenophobia? *Biological Invasions* 5: 179-192.

**Slankis V., 1974.** Soil factors influencing formation of mycorrhizae. *Ann. Rev. Phytopath.*, 12,437-457.

**Smail A., 2009.** Contribution à l'étude de la problématique du Pin noir. Etude de l'état mycorrhizien de jeunes plants obtenus en pépinière avant et après introduction d'un inoculum provenant de la réserve naturelle de Tikjda. Mémoire de Magister, Univ. Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou, 83p.

**Smith G. S., 1987.** Interactions of nematodes with mycorrhizal fungi. In: Veech JA, Dickson DW (Eds), *Vistas on Nematology*, Society of Nematologists. Hyattsville, Maryland. pp 292-300.

**Smith S. E. & Read D. J., 1997.** Mycorrhizal symbiosis, 2<sup>nd</sup> edition. *Academic Press*, San Diego, 605p.

**Smith S. E. & Read D. J., 2008.** Mycorrhizal Symbiosis *Ed. Hardcover*, 800p.

**Soulé M.E., (Ed), 1986.** Conservation biology: the science of scarcity and diversity. *Sinaveras Publications*. Sunderland 584p.

**Stachowicz J.J., 2001.** Mutualism, facilitation, and the structure of ecological communities, *Bioscience* 51, 235-246.

**St-Arnaud M., Hamel C., Vimard B., Caron M. & Fortin J. A., 1997.** Inhibition of *Fusarium oxysporum* f. *sp.dianthi* in the non-VAM species *Dianthus caryophyllus* by co-culture with *Tagetes patula* companion plants colonized by *Glomus intraradices*. *Canadian Journal of Botany* 75, 998-1005.

**Stephan A., Meyer A. H. & Schmid B., 2000.** Plant diversity affects culturable soil bacteria in experimental grassland communities. *Journal of Ecology*, 88, 988-998.

**Strullu D. G., 1991.** Les mycorhizes des arbres et des plantes cultivées. Techniques et Documentation. *Lavoisier*. Paris. 242p.

**Sylvia D.M., 1990.** Inoculation of native woody plants with vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for phosphate mine lands reclamation, *Agric. Ecosyst. Environ.* 31,253-261.

**Tagu D., Rampant P.E., Lapeyrie F., Frey-klett P., Vion P. & Villar M., 2001.** Variation in the ability to form ectomycorrhizal in the F1 progeny of an interspecific poplar (*Populus spp.*) cross. *Mycorrhiza* 10, 237-240.

**Tarafdar J. C. & Rao A. V., 1997.**Response of arid legumes to VAM fungal inoculation.*Symbiosis* 22, 265-274.

**Taylor A.F.S., 2002.** Fungal diversity in ectomycorrhizal communities. Sampling effort and species detection. *Plant and soil* 244, 19-28.

**Taylor A.F.S., Martin F. & Read D.J., 2000.** “Fungal diversity in ectomycorrhizal communities of Norway spruce (*Picea abies* [L] along North-South transects in Europe”. In Schulze E.D.(ed): Carbon and nitrogen cycling in European forest ecosystems, Heidelberg, Springer-Verlag, *Ecological studies series* 142, 344-365.

**Taylor A.F.S. & Alexander I., 2005.** The ectomycorrhizal symbiosis: life in the real word. *Mycologist* 19, 102-112.

**Taylor D.L. & Bruns T.D., 1997.** “Independent specialized invasions of ectomycorrhizal mutualism by two non-photosynthetic orchids”. In: USA, *Proceeding of National Academic Sciences*, 94, 4510-4515.

**Taylor D.L. & Bruns T.D., 1999.** Community structure of ectomycorrhizal fungi in a *Pinusmuricata* forest: minimal overlap between the nature forest and resistant propagule communities.*Molecular Ecology* 8, 1837-1850.

**Taylor D.L., Bruns T.D., Leake J.R. & Read D.J., 2002.** “Mycorrhizal specificity and function in myco-heterotrophic plants”. In vander Heijden M.G.A., Sanders I.R., (eds) : The ecology of mycorrhiza, Berlin, *Springer-Verlag* 157, 375-414.

**Tedersoo L., Kõljalg U., Hallenberg N. & Larsson K.H., 2003.** Fine scale distribution of ectomycorrhizal fungi and roots across substrate layers including coarse woody debris in a mixed forest. *New Phytologist* 159, 153-165.

**Tedersoo L., Suvi T., Jaarus T., Ostonen I. & Polme S., 2009.** Revisiting ectomycorrhizal fungi of the genus *Alnus*. Differential host specificity diversity and determinants of the fungal community. *New Phytologist* 182, 727-735.

**Tedersoo L.& Nara K., 2010.** General latitudinal gradient of biodiversity is reversed in ectomycorrhizalfungi. *New Phytologist* 185, 351-354.

**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.

- Thapar H.S., & Paliwal D.P., 1982.** Studies on pine mycorrhiza in nursery seedling. *Indian forester*, 108(1), 51-59.
- Thiron M., 1978.** Quelques aspects floristiques et pédologiques de l'incidence écologique des reboisements du mont ventoux. In : Du Marle P. (Ed), le massif du ventoux, vaucluse : éléments d'une synthèse écologique. *La terre et la vie* suppl. 1, 67-109.
- Thiron M., 1979.** Incidence écologique des reboisements du mont ventoux (vaucluse). Aspects floristiques et pédologiques. Thèse de doctorat de 3<sup>ème</sup> cycle, Université d'Aix – Marseille III. Marseille. 117p.
- Thoen D. & BÄ A.M., 1989.** Ectomycorrhizas and putative ectomycorrhizal fungi of *Afzelia Africana* Sm and *Uapaca guineensis* Müll. Arg. In southern Senegal. *New Phytologist* 113, 549-559.
- Thomson B.D., Hardy St.J., G.E., Malajcuk N., & Grove T.S., 1996.** The survival and development of inoculant ectomycorrhizal fungi on roots of outplanted *Eucalyptus globulus* Labill. *Plant and soil* 178, 247-253.
- Tilman D., Wedin D. & Knops J., 1996.** Productivity and sustainability influenced by biodiversity in grassland ecosystems. *Nature*, 379, 718-720.
- Tisdall J. M. & Oades J. M., 1979.** Stabilization of soil aggregates by the root systems of rye grass. *Australian Journal of Soil Research*, 17, 429-441.
- Trappe J.M., 1962.** Fungus associates of ectotrophic mycorrhiza. *Botanical Review* 28, 538-606.
- Trappe J.M., 1967.** Pure culture synthesis of Douglas-fir mycorrhizae with species of *Hebeloma*, *Suillus*, *Rhizopogon*, and *Astraeus*. *For. Sc.*, 13, 121-130.
- Trappe J.M., 1977.** Selection of fungi for ectomycorrhizal inoculation in nurseries. *Annual Review of Phytopathology* 15, 203-222.
- Trappe J.M., 1987.** Phylogenetic and ecological aspects of mycotrophy in the angiosperms from an evolutionary stand point. In: Safir GR (eds). *Ecophysiology of VA mycorrhizal plant* 2-25.
- Trappe J.M. & Strand R.F., 1969.** Mycorrhizal deficiency in a Douglas-fir region nursery. *Forest Sciences* 15, 381-389.
- Treseder KK & Allen MF., 2000.** Mycorrhizal fungi have a potential role in soil carbon storage under elevated CO<sub>2</sub> and nitrogen deposition. *New phytologist* 147: 189-200.
- Van Der Heijden M. G. A., Klironomos J. N., Ursic M., Moutoglis P., Streitwolf-Engel R., Boller T., Wiemken A. & Sanders I. R., 1998a.** Mycorrhizal fungal diversity determines plant biodiversity, ecosystem variability and productivity. *Nature*, 396, 69-72.

- Van Der Heijden M. G. A., Boller T., Wiemken A. & Sanders I. R., 1998b.** Different arbuscular mycorrhizal fungal species are potential determinants of plant community structure. *Ecology*, 79, 2082-2091.
- Vandenkoornhuyse P., Husband R., Daniell T. J., Watson I. J., Duck J. M., Fitter A. H. & Young J. P. W. 2002.** Arbuscular mycorrhizal community composition associated with two plant species in a grassland ecosystem. *Molecular Ecology*, 11, 1555-1564.
- Visser S., 1995.** Ectomycorrhizal fungal succession in jack pine stands following wildfire. *New Phytologist* 129, 389-401.
- Vogt K.A., Grier C.C., Meier C.e. & Edmonds R.L., 1982.** Mycorrhizal role in net primary production and nutrient cycling in *Abies amabilis* ecosystems in western Washington. *Ecology* 63, 370-380.
- Warren J.M., Brooks J.R., Meinze F.C. & Eberhart J.L., 2008.** Hydraulic redistribution of water from *Pinus ponderosa* trees to seedling: evidence for an ectomycorrhizal pathway. *New Phytologist* 178, 382-394.
- Walter K.S., & Gillett H.J., (Eds) 1998.** 1997 IUCN Red list of threatened plants. Compiled by the world Conservation Monitoring centre. IUCN-The world conservation union, *Gland and Cambridge*, lxiv+ 862p.
- Wieland G., Neumann R. & Backhaus H., 2001.** Variation of microbial communities in soil, rhizosphere, and rhizoplane in response to crop species, soil type, and crop development. *Applied and Environmental Microbiology*, 67, 5849-5854.
- Wong K.K.Y. Piche Y., Montpetit and Kropp B., 1989.** Differences in the colonization of *Pinus banksiana* root by sib-monokariotic and dikariotic strains of ectomycorrhizal *Laccaria bicolor*. *Canadian Journal of Botany* 67, 1717-1726.
- Wong K.K.Y., & Fortin J.A., 1990.** Root colonization and intraspecific mycobiont variation in ectomycorrhiza. *Symbiosis* 8, 197-231.
- Wright S. F. & Upadhyaya A., 1998.** A survey of soils for aggregate stability and glomalin, a glycoprotein produced by hyphae of arbuscular mycorrhizal fungi. *Plant & Soil* 198, 97-107.
- Wurzburger N., Bidartondo M.I. & Bledsoe C.S., 2001.** Characterization of *Pinus* ectomycorrhizas from mixed conifer and pygmy forests using morphotyping and molecular methods. *Canadian Journal of Botany* 79, 1211-1216.
- Yang C-H., Crowley D. E., 2000.** Rhizosphere microbial community structure in relation to root location and plant iron nutritional status. *Applied and Environmental Microbiology*, 66, 345-351.

**Yao Q., Li XL., Ai W. D. & Christie P., 2003.** Bi-directional transfer of phosphorus between red clover and perennial ryegrass via arbuscular mycorrhizal hyphal links. *European Journal of Soil & Biology*, 39, 47-54.

**Zak B., 1971b.** Characterization and classification of mycorrhizae of Douglas-fir II *Pseudotsugamenziesii* + *Rhizopogonvinicolor* *Can. J. Botany*, 49, 1079-1084.

**Zak B., 1973.** Classification ectomycorrhizae. In Marks G.C et Koslowski, T.T. (éds). *Ectomycorrhizae their ecology and physiology. Academic Press, London, New York.* 43-78.

### Sites webs

[https://commons.wikimedia.org/wiki/File:Pinus\\_nigra\\_map.png](https://commons.wikimedia.org/wiki/File:Pinus_nigra_map.png)

<http://www.iucnredlist.org/details/42386/0>

Euforgen 2009, [www. Euforgen.org](http://www.Euforgen.org)

Farjon *et al.* 2013, [http://www. iucnredlist.org/details/42386/0](http://www.iucnredlist.org/details/42386/0)

---

ANNEXES

---

ANNEXE I

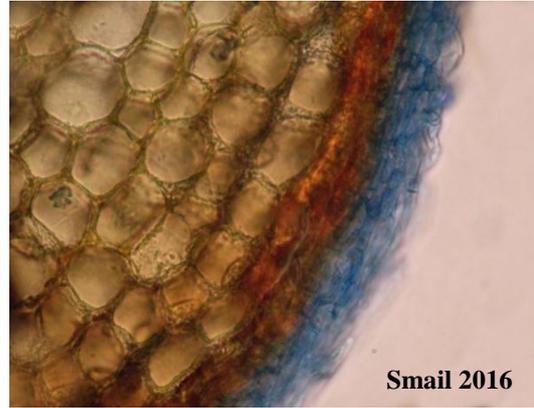
Planches illustrant les différents morphotypes observés

(I à XXXII)

# Planche I



**I.a.** Morphotype 1



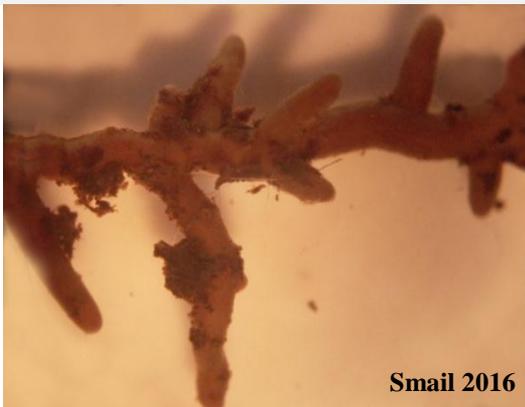
**I.b.** Coupe transversale du morphotype 1



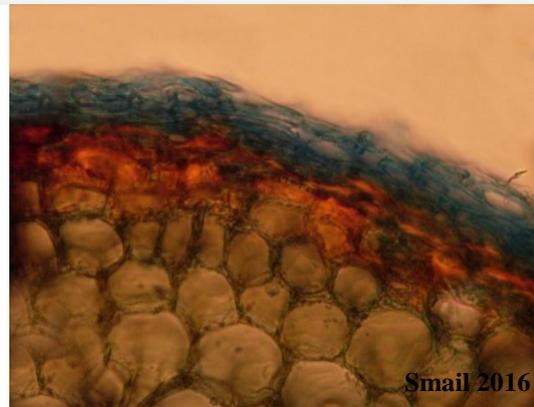
**I.c.** Morphotype 2



**I.d.** Coupe transversale du morphotype 2



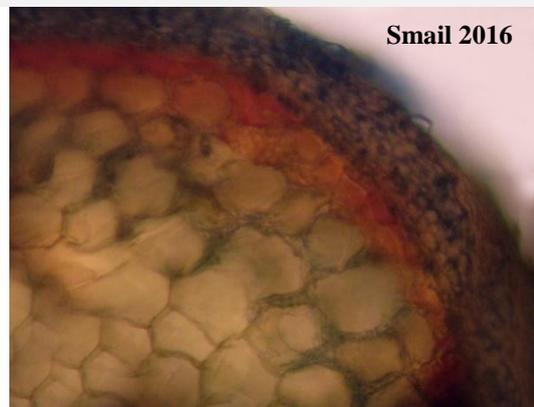
**I.e.** Morphotype 3



**I.f.** Coupe transversale du morphotype 3



**I.g.** Morphotype 4

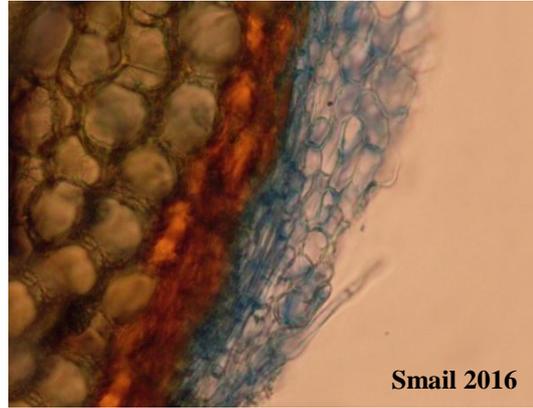


**I.h.** Coupe transversale du morphotype 4

## Planche II



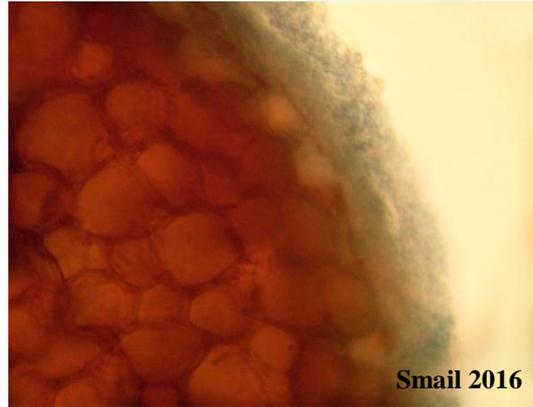
**II.a.** Morphotype 5



**II.b.** Coupe transversale du morphotype 5



**II.c.** Morphotype 6



**II.d.** Coupe transversale du morphotype 6



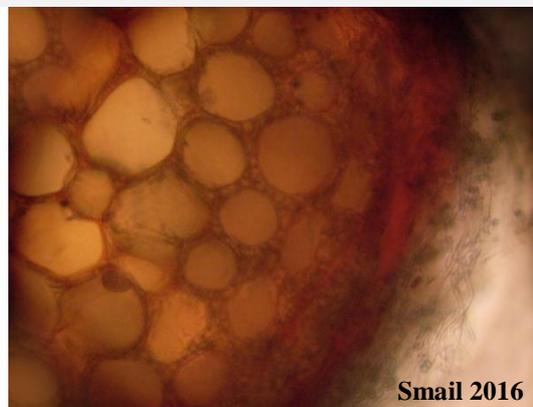
**II.e.** Morphotype 7



**II.f.** Coupe transversale du morphotype 7



**II.g.** Morphotype 8

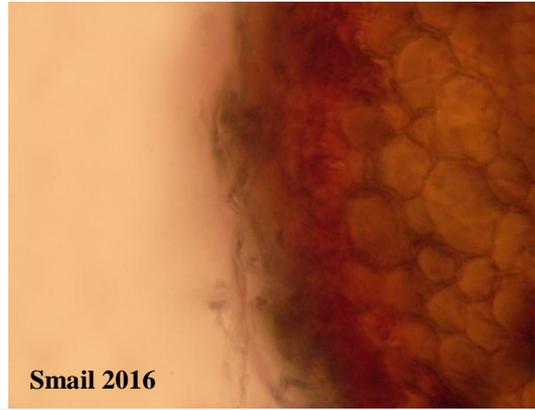


**II.h.** Coupe transversale du morphotype 8

**Planche III**



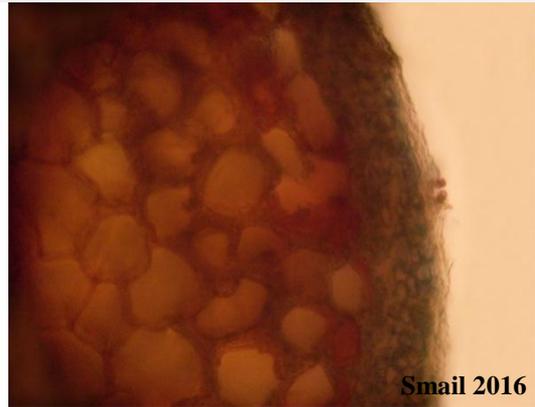
**III.a.** Morphotype 9



**III.b.** Coupe transversale du morphotype 9



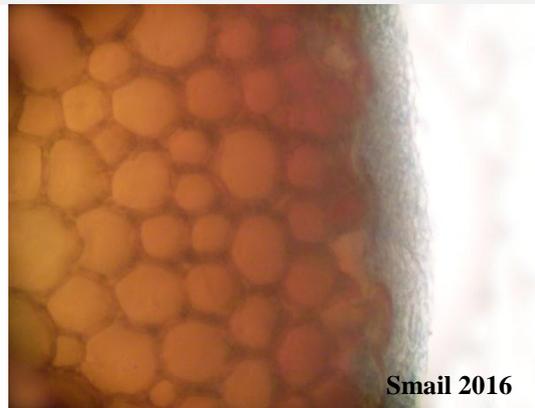
**III.c.** Morphotype 10



**III.d.** Coupe transversale du morphotype 10



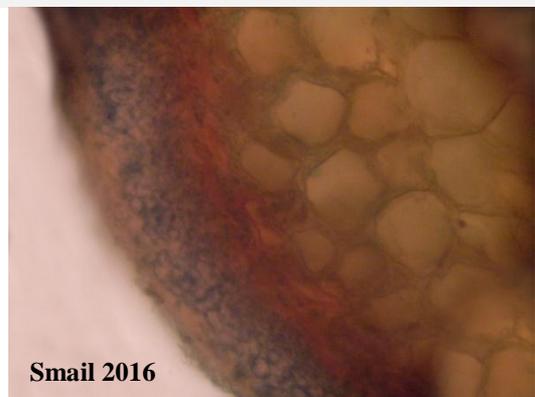
**III.e.** Morphotype 11



**III.f.** Coupe transversale du morphotype 11



**III.g.** Morphotype 12

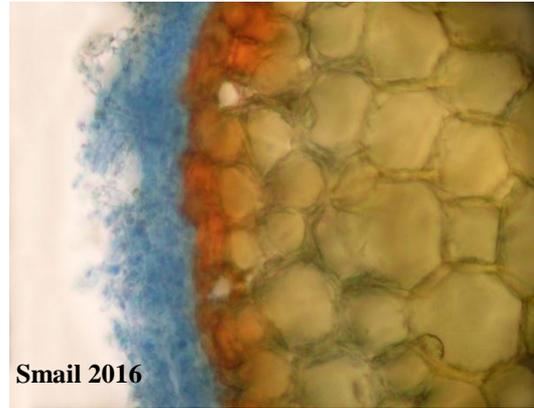


**III.h.** Coupe transversale du morphotype 12

## Planche IV



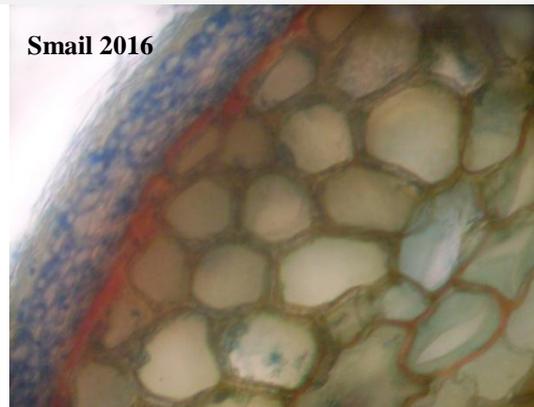
**IV.a.** Morphotype 13



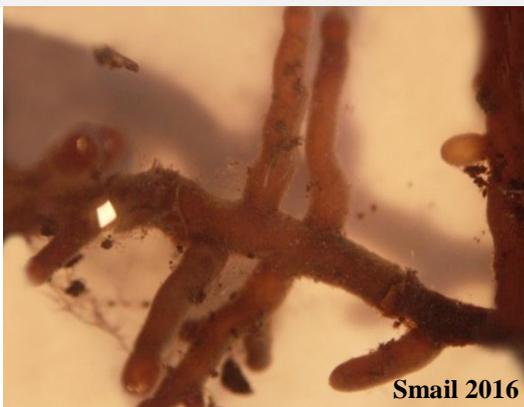
**IV.b.** Coupe transversale du morphotype 13



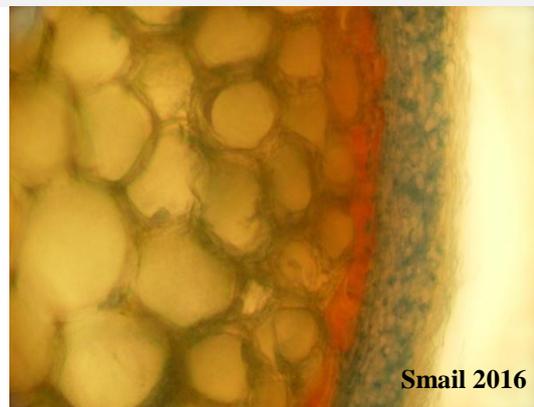
**IV.c.** Morphotype 14



**IV.d.** Coupe transversale du morphotype 14



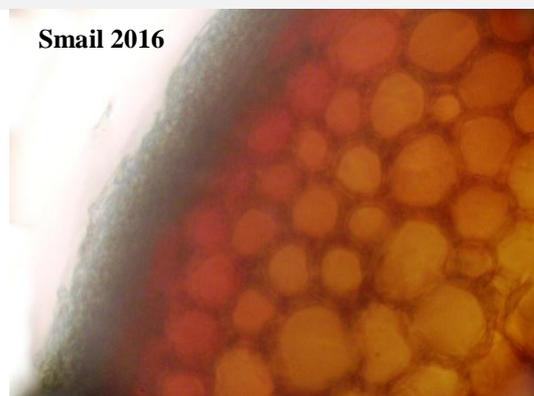
**IV.e.** Morphotype 15



**IV.f.** Coupe transversale du morphotype 15



**IV.g.** Morphotype 16



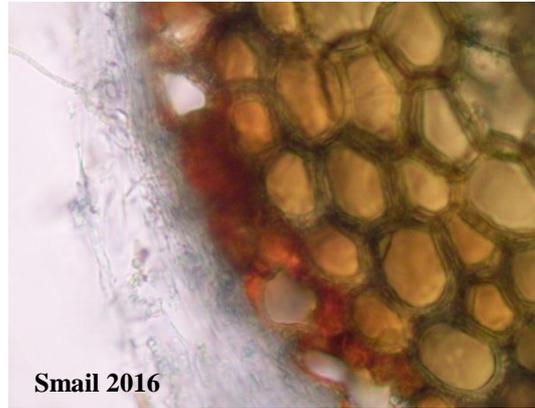
**IV.h.** Coupe transversale du morphotype 16

## Planche V



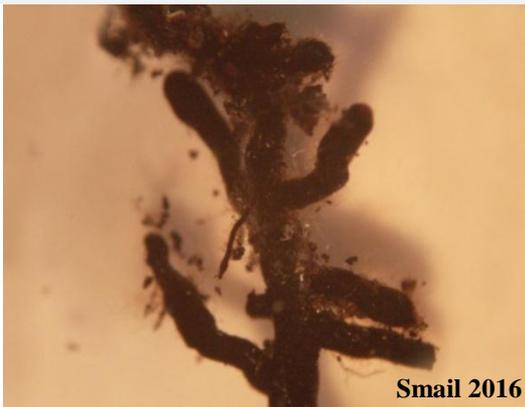
Smail 2016

V.a. Morphotype 17



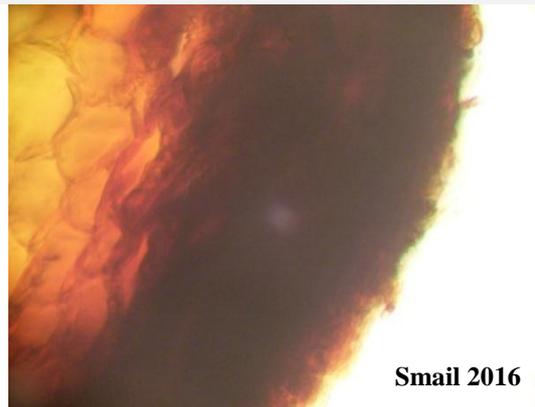
Smail 2016

V.b. Coupe transversale du morphotype 17



Smail 2016

V.c. Morphotype 18



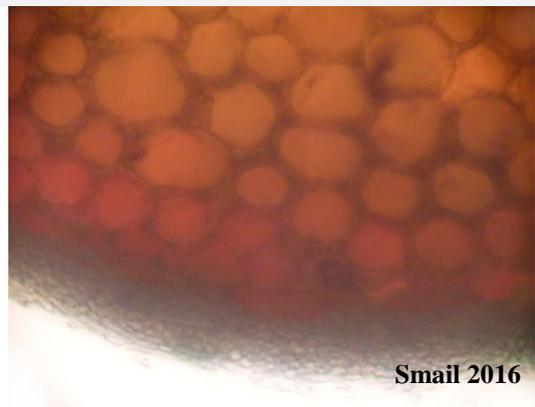
Smail 2016

V.d. Coupe transversale du morphotype 18



Smail 2016

V.e. Morphotype 19



Smail 2016

V.f. Coupe transversale du morphotype 19



Smail 2016

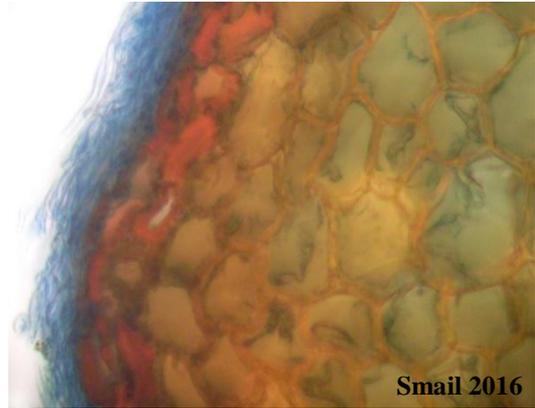
V.g. Morphotype 20

## Planche VI



Smail 2016

**VI.a.** Morphotype 21



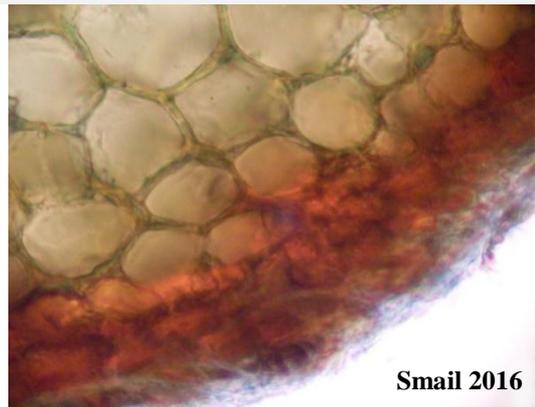
Smail 2016

**VI.b.** Coupe transversale du morphotype 21



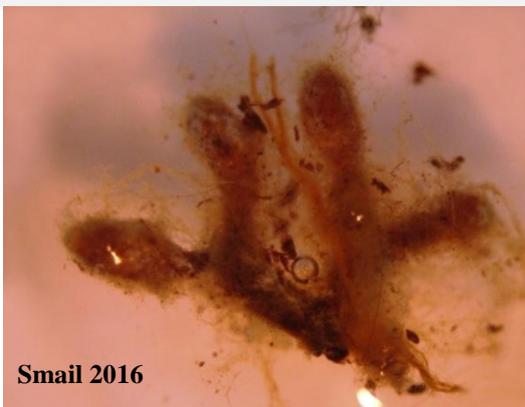
Smail 2016

**VI.c.** Morphotype 22



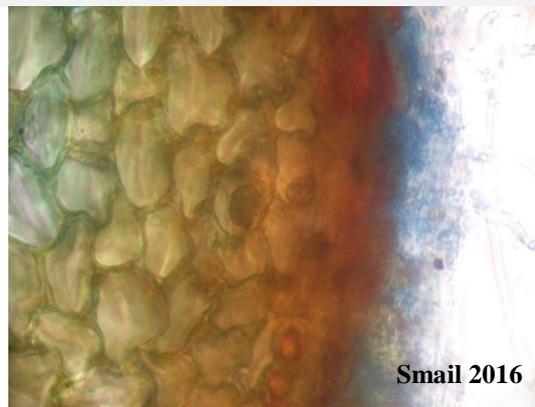
Smail 2016

**VI.d.** Coupe transversale du morphotype 22



Smail 2016

**VI.e.** Morphotype 23



Smail 2016

**VI.f.** Coupe transversale du morphotype 23



Smail 2016

**VI.g.** Morphotype 24



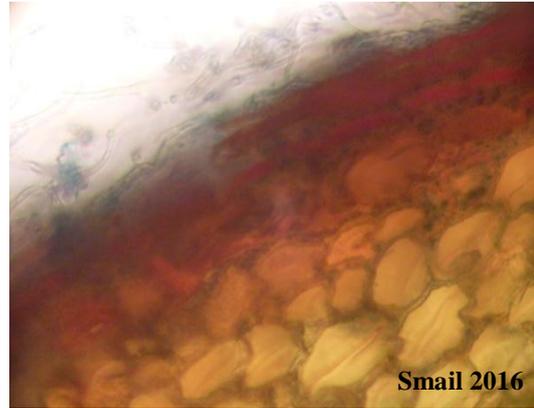
Smail 2016

**VI.h.** Coupe transversale du morphotype 24

## Planche VII



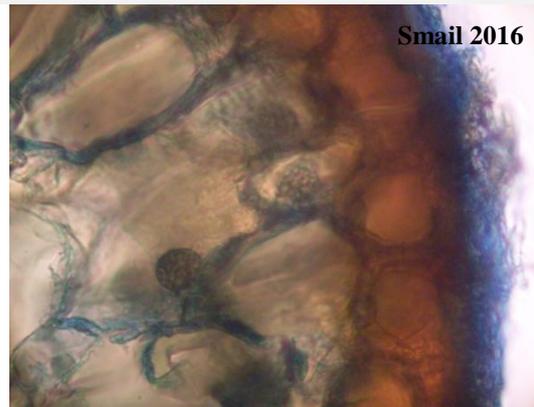
**VII.a.** Morphotype 25



**VII.b.** Coupe transversale du morphotype 25



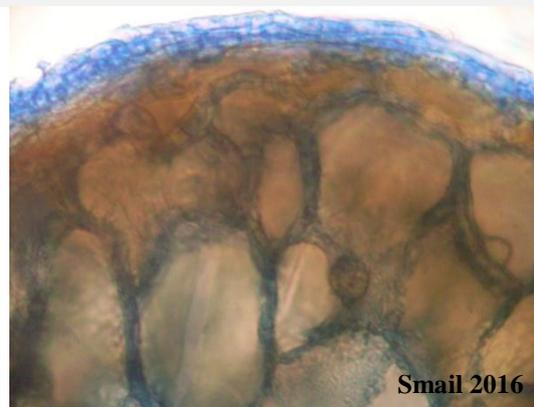
**VII.c.** Morphotype 26



**VII.d.** Coupe transversale du morphotype 26



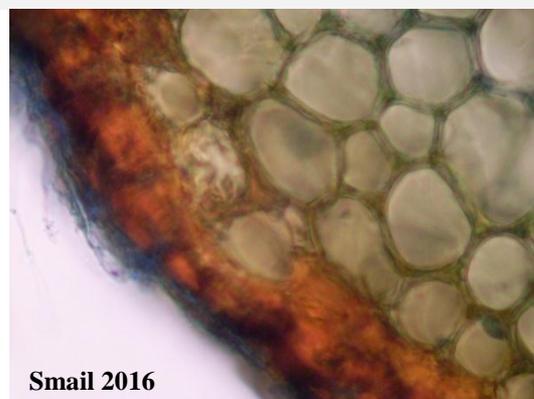
**VII.e.** Morphotype 27



**VII.f.** Coupe transversale du morphotype 27



**VII.g.** Morphotype 28



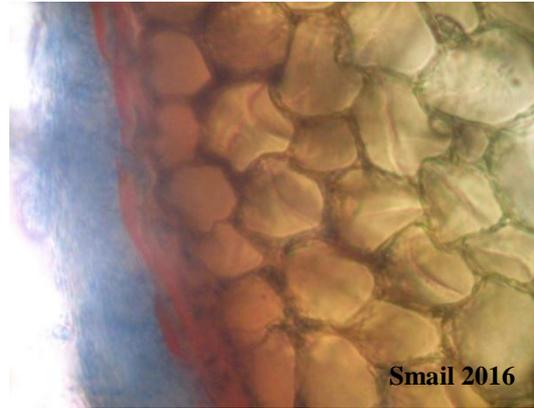
**VII.h.** Coupe transversale du morphotype 28

## Planche VIII



Smail 2016

**VIII.a.** Morphotype 29



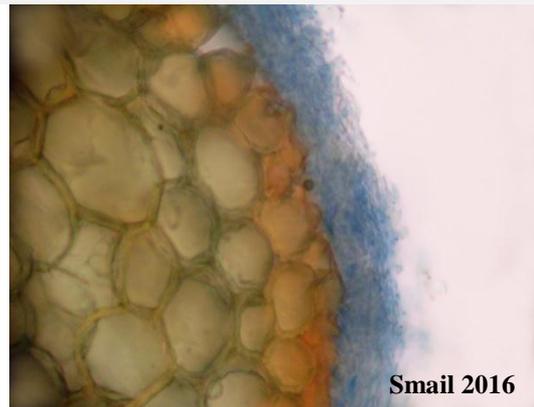
Smail 2016

**VIII.b.** Coupe transversale du morphotype 29



Smail 2016

**VIII.c.** Morphotype 30



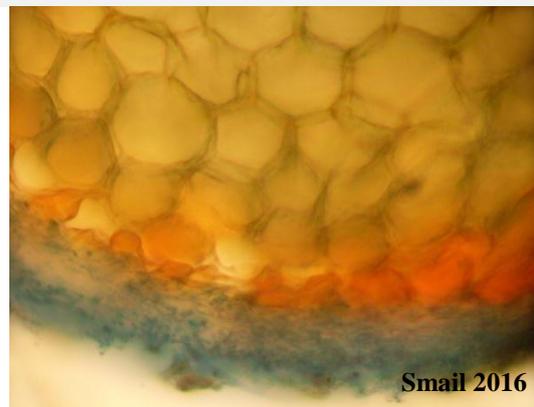
Smail 2016

**VIII.d.** Coupe transversale du morphotype 30



Smail 2016

**VIII.e.** Morphotype 31



Smail 2016

**VIII.f.** Coupe transversale du morphotype 31



Smail 2016

**VIII.g.** Morphotype 32

**Planche IX**



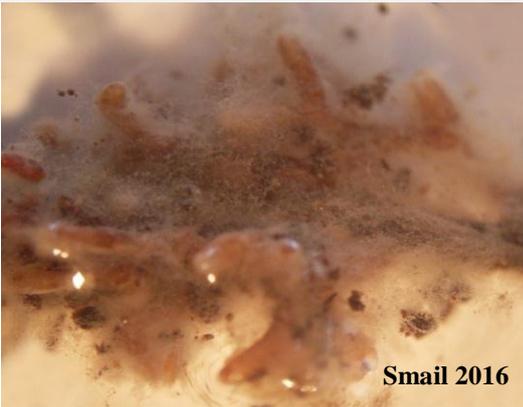
Smail 2016

**IX.a.** Morphotype 33



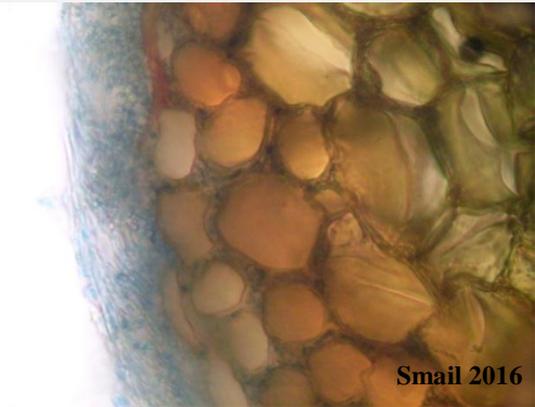
Smail 2016

**IX.b.** Coupe transversale du morphotype 33



Smail 2016

**IX.c.** Morphotype 34



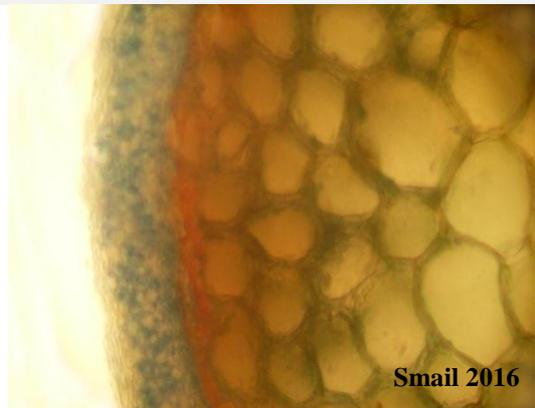
Smail 2016

**IX.d.** Coupe transversale du morphotype 34



Smail 2016

**IX.e.** Morphotype 35



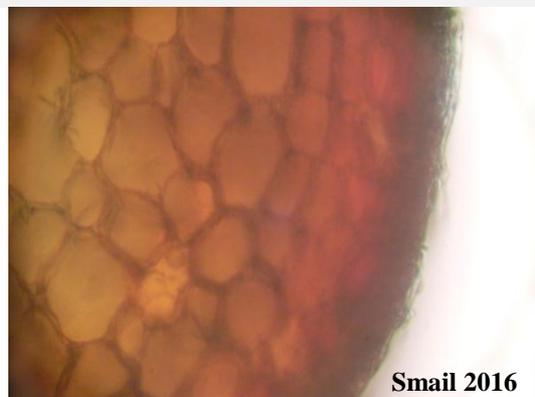
Smail 2016

**IX.f.** Coupe transversale du morphotype 35



Smail 2016

**IX.g.** Morphotype 36



Smail 2016

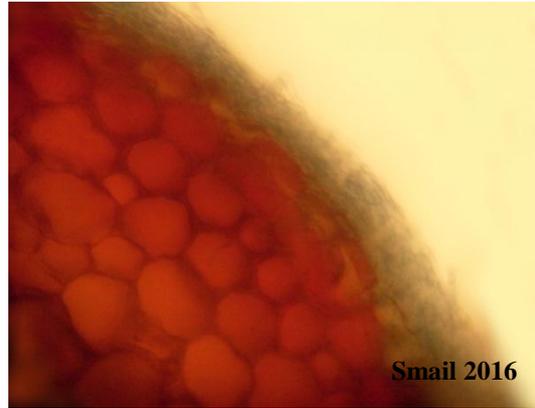
**IX.h.** Coupe transversale du morphotype 36

**Planche X**



Smail 2016

**X.a.** Morphotype 37



Smail 2016

**X.b.** Coupe transversale du morphotype 37



Smail 2016

**X.c.** Morphotype 38



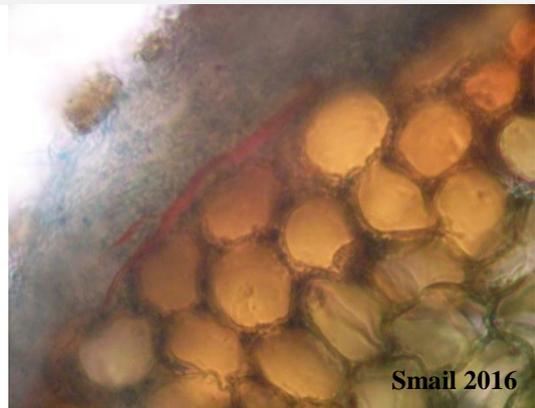
Smail 2016

**X.d.** Morphotype 39



Smail 2016

**X.e.** Morphotype 40



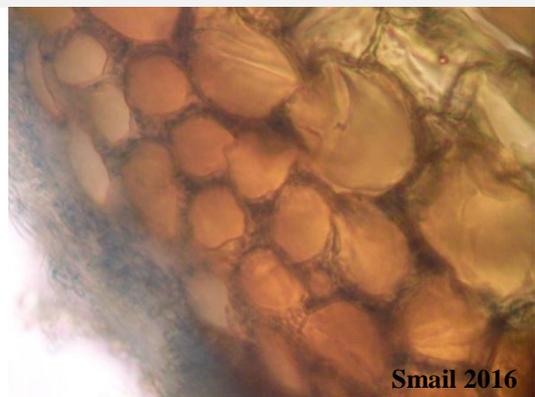
Smail 2016

**X.f.** Coupe transversale du morphotype 40



Smail 2016

**X.g.** Morphotype 41



Smail 2016

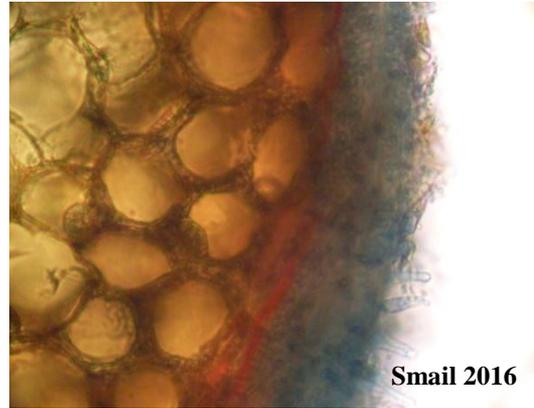
**X.h.** Coupe transversale du morphotype 41

**Planche XI**



Smail 2016

**XI.a.** Morphotype 42



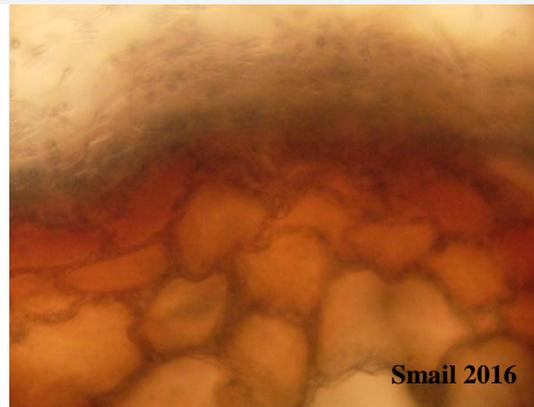
Smail 2016

**XI.b.** Coupe transversale du morphotype 42



Smail 2016

**XI.c.** Morphotype 43



Smail 2016

**XI.d.** Coupe transversale du morphotype 43



Smail 2016

**XI.e.** Morphotype 44



Smail 2016

**XI.f.** Morphotype 45



Smail 2016

**XI.g.** Morphotype 46



Smail 2016

**XI.h.** Coupe transversale du morphotype 46

**Planche XII**



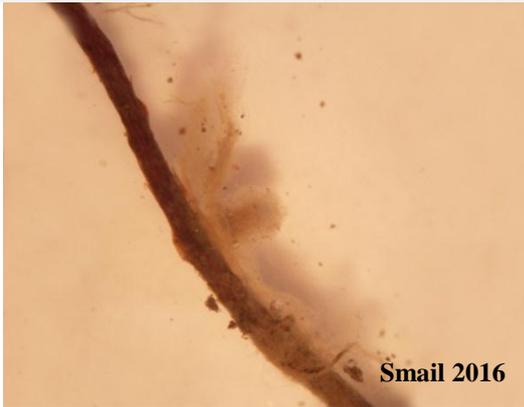
Smail 2016

**XII.a.** Morphotypes 47 et 48



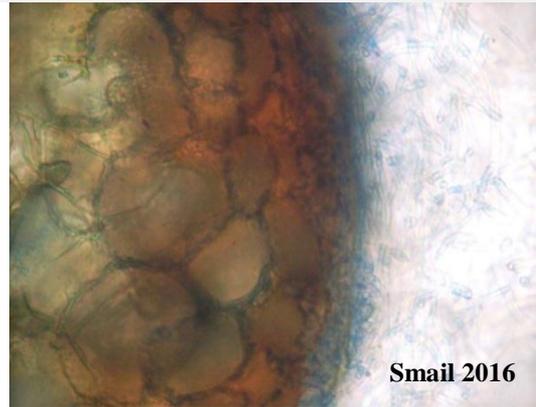
Smail 2016

**XII.b.** Coupe transversale du morphotype 47



Smail 2016

**XII.c.** Morphotype 49



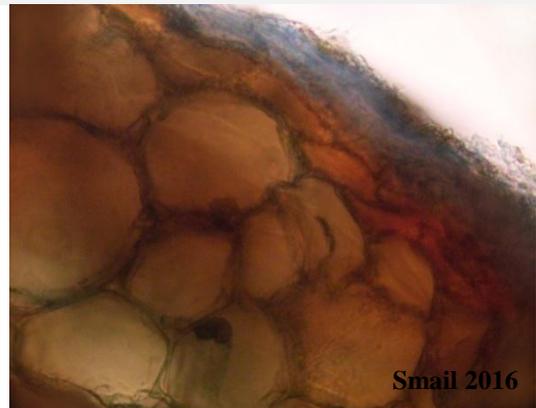
Smail 2016

**XII.d.** Coupe transversale du morphotype 49



Smail 2016

**XII.e.** Morphotype 50



Smail 2016

**XII.f.** Coupe transversale du morphotype 50



Smail 2016

**XII.g.** Morphotype 51

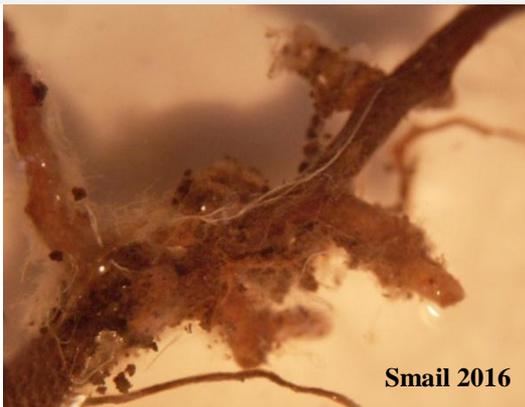
**Planche XIII**



**XIII.a.** Morphotype 52



**XIII.b.** Coupe transversale du morphotype 52



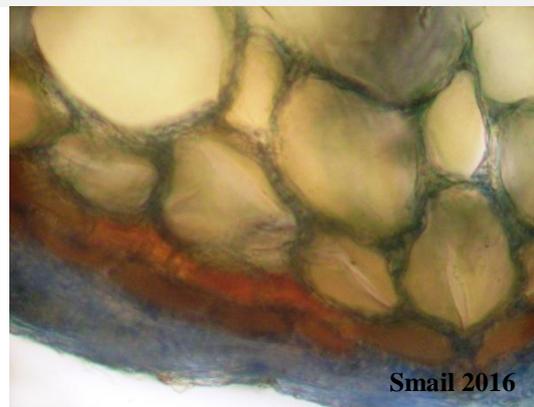
**XIII.c.** Morphotype 53



**XIII.d.** Coupe transversale du morphotype 53



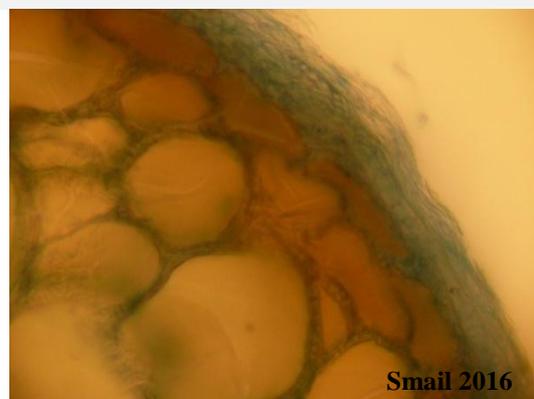
**XIII.e.** Morphotype 54



**XIII.f.** Coupe transversale du morphotype 54



**XIII.g.** Morphotype 55



**XIII.h.** Coupe transversale du morphotype 55

**Planche XIV**



Smail 2016

**XIV.a.** Morphotypes 56 et 57



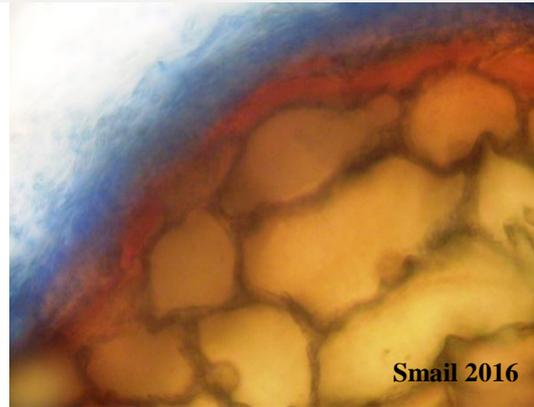
Smail 2016

**XIV.b.** Coupe transversale du morphotype 56



Smail 2016

**XIV.c.** Morphotype 58



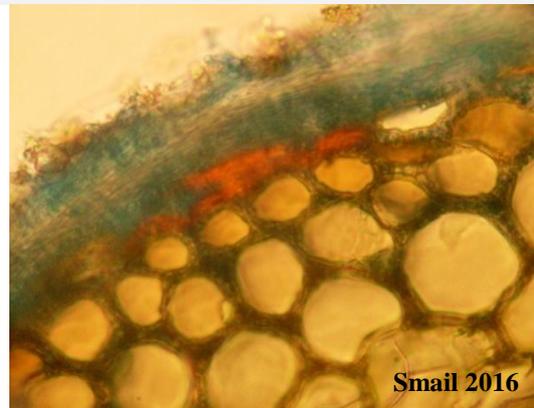
Smail 2016

**XIV.d.** Coupe transversale du morphotype 58



Smail 2016

**XIV.e.** Morphotype 59



Smail 2016

**XIV.f.** Coupe transversale du morphotype 59



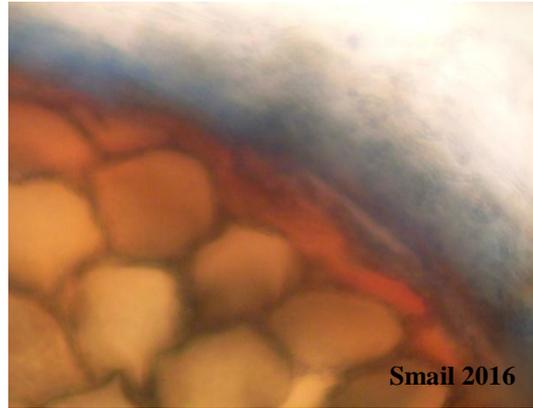
Smail 2016

**XIV.g.** Morphotype 60

**Planche XV**



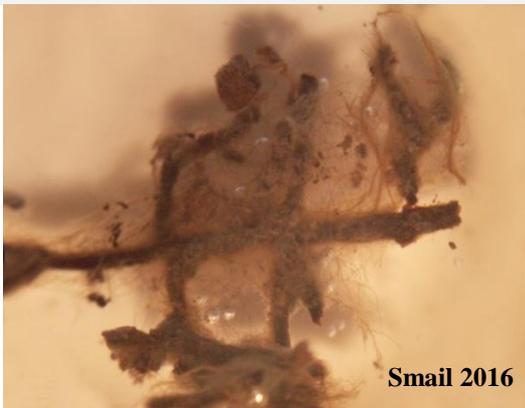
**XV.a.** Morphotype 61



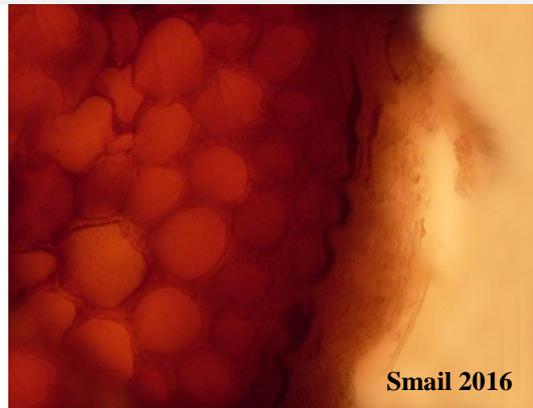
**XV.b.** Coupe transversale du morphotype 61



**XV.c.** Morphotype 62



**XV.d.** Morphotype 63



**XV.e.** Coupe transversale du morphotype 63



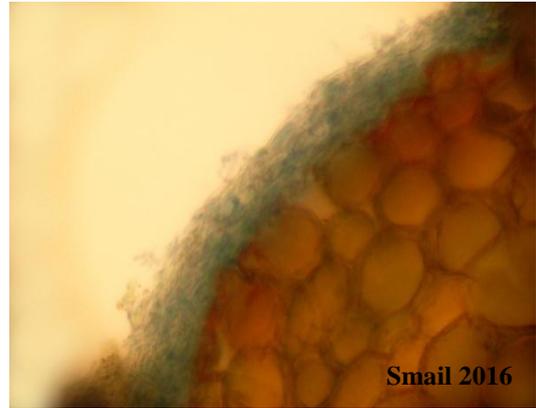
**XV.f.** Morphotype 64

**Planche XVI**



Smail 2016

**XVI.a.** Morphotype 65



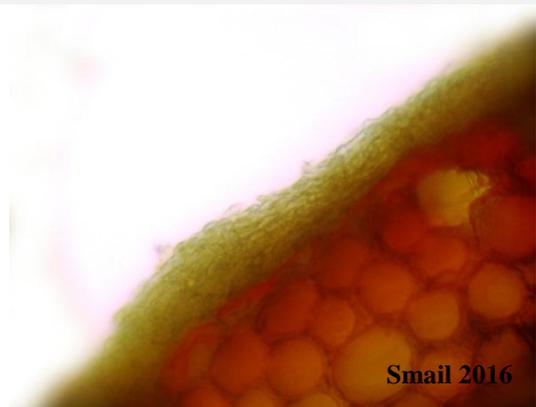
Smail 2016

**XVI.b.** Coupe transversale du morphotype 65



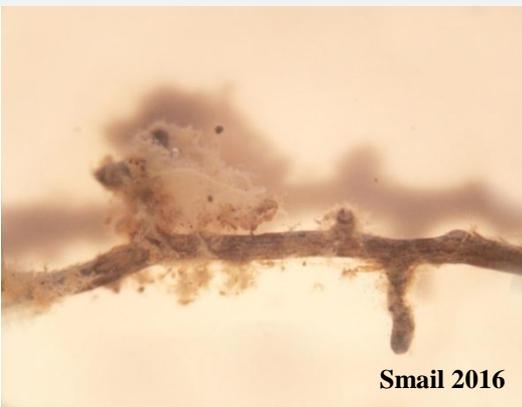
Smail 2016

**XVI.c.** Morphotype 66



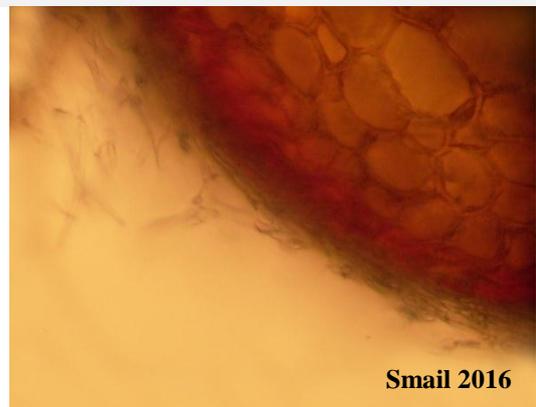
Smail 2016

**XVI.d.** Coupe transversale du morphotype 66



Smail 2016

**XVI.e.** Morphotype 67



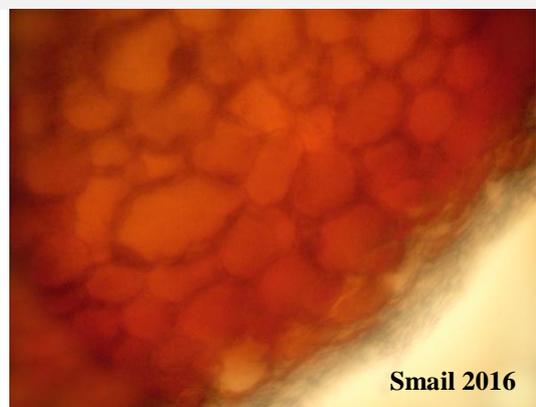
Smail 2016

**XVI.f.** Coupe transversale du morphotype 67



Smail 2016

**XVI.g.** Morphotype 68



Smail 2016

**XVI.h.** Coupe transversale du morphotype 68

**Planche XVII**



Smail 2016

**XVII.a.** Morphotype 69



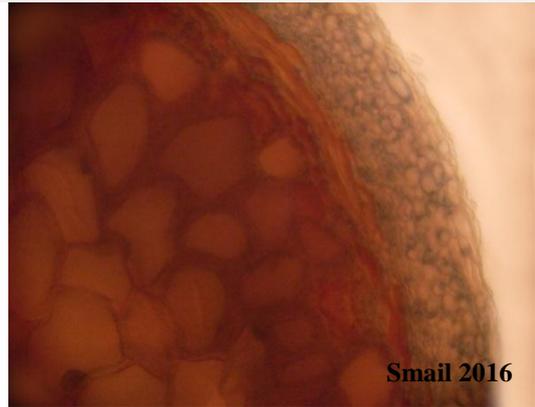
Smail 2016

**XVII.b.** Morphotype 70



Smail 2016

**XVII.c.** Morphotype 71



Smail 2016

**XVII.d.** Coupe transversale du morphotype 71



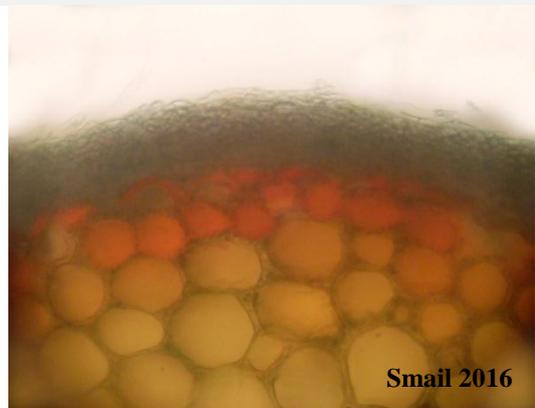
Smail 2016

**XVII.e.** Morphotype 72



Smail 2016

**XVII.f.** Morphotype 73



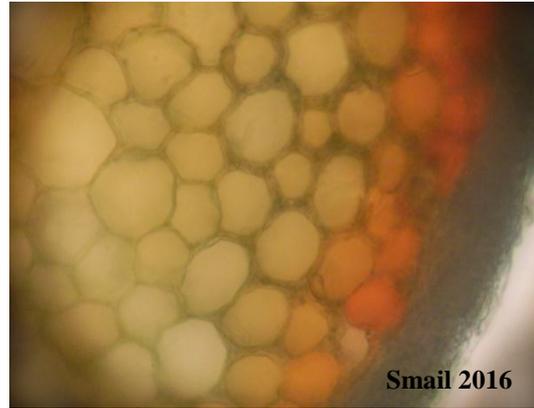
Smail 2016

**XVII.g.** Coupe transversale du morphotype 73

## Planche XVIII



**XVIII.a.** Morphotype 74



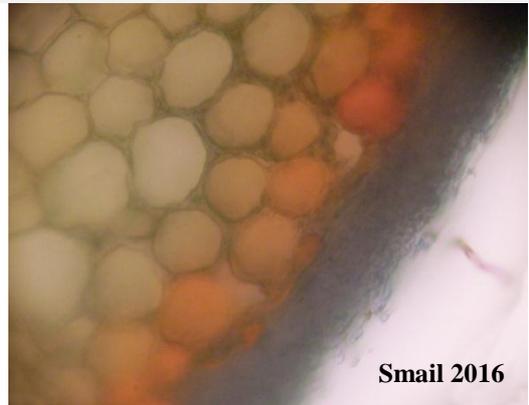
**XVIII.b.** Coupe transversale du morphotype 74



**XVIII.c.** Morphotype 75



**XVIII.d.** Morphotype 76



**XVIII.e.** Coupe transversale du morphotype 76

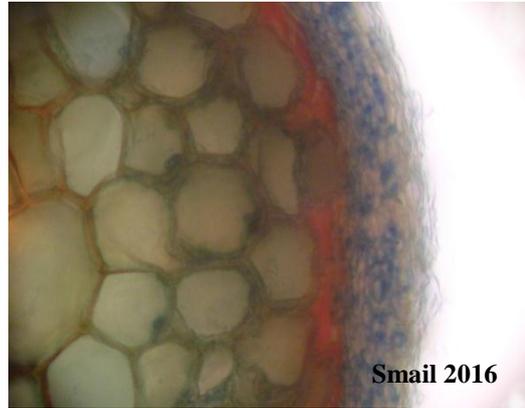


**XVIII.f.** Morphotype 77

## Planche XIX



**XIX.a.** Morphotype 78



**XIX.b.** Coupe transversale du morphotype 78



**XIX.c.** Morphotype 79



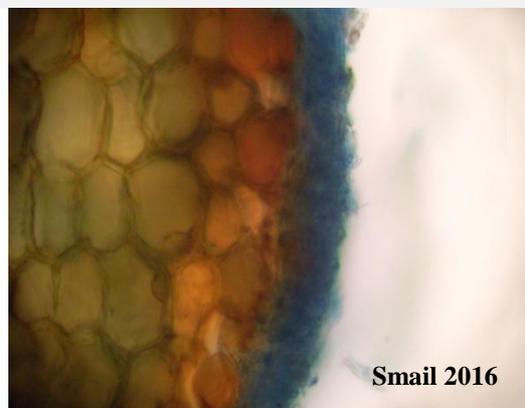
**XIX.d.** Coupe transversale du morphotype 79



**XIX.e.** Morphotype 80



**XIX.f.** Morphotype 81



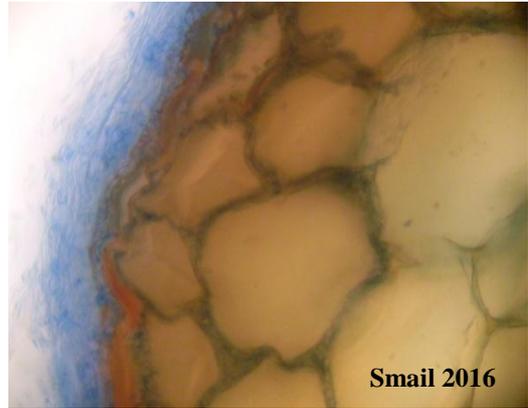
**XIX.g.** Coupe transversale du morphotype 81

**Planche XX**



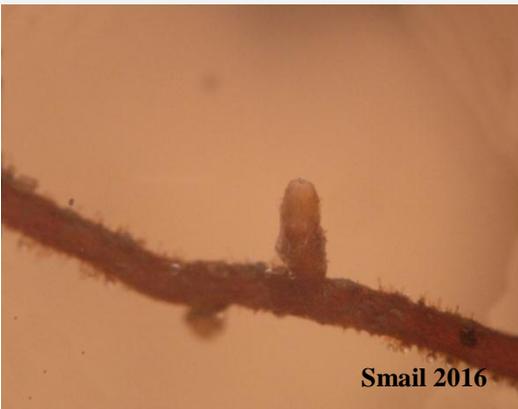
Smail 2016

**XX.a.** Morphotype 82



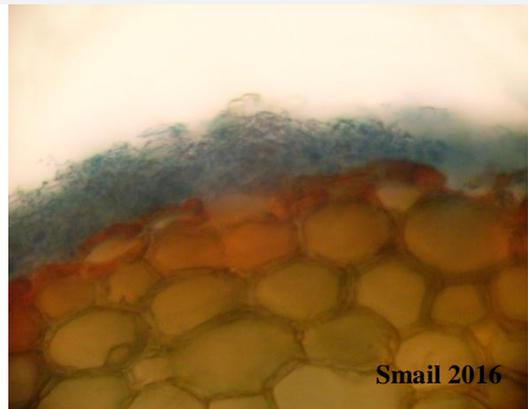
Smail 2016

**XX.b.** Coupe transversale du morphotype 82



Smail 2016

**XX.c.** Morphotype 83



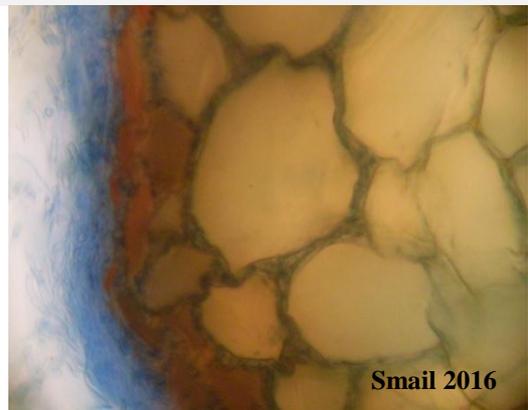
Smail 2016

**XX.d.** Coupe transversale du morphotype 83



Smail 2016

**XX.e.** Morphotype 84



Smail 2016

**XX.f.** Coupe transversale du morphotype 84



Smail 2016

**XX.g.** Morphotype 85



Smail 2016

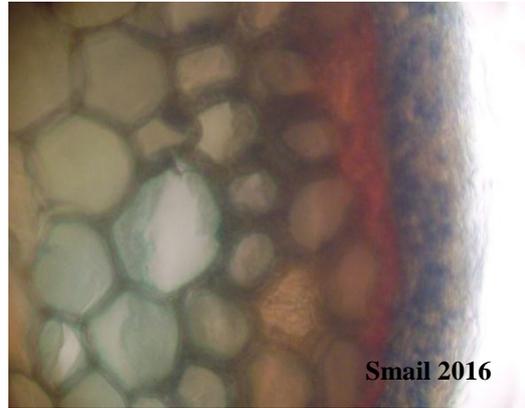
**XX.h.** Coupe transversale du morphotype 85

## Planche XXI



Smail 2016

**XXI.a.** Morphotype 86



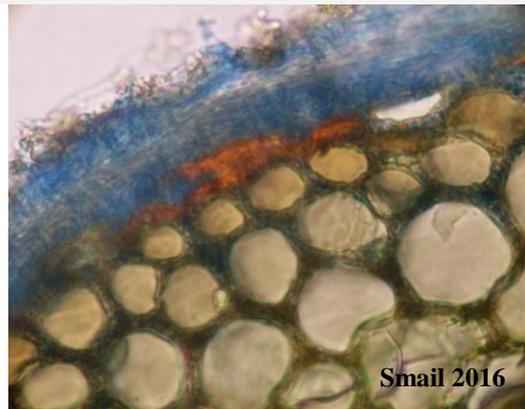
Smail 2016

**XXI.b.** Coupe transversale du morphotype 86



Smail 2016

**XXI.c.** Morphotype 87



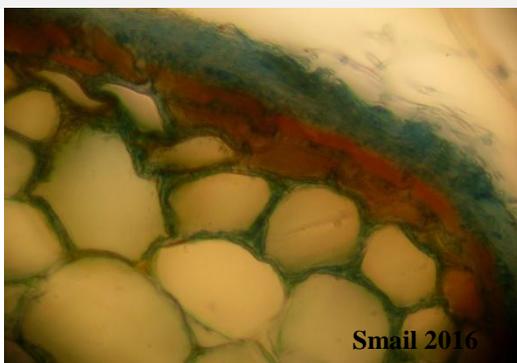
Smail 2016

**XXI.d.** Coupe transversale du morphotype 87



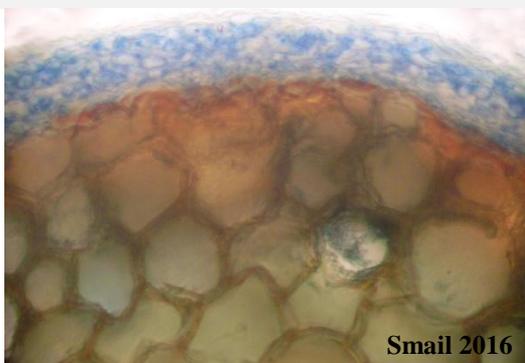
Smail 2016

**XXI.e.** Morphotypes 88 et 89



Smail 2016

**XXI.f.** Coupe transversale  
du Morphotype 88



Smail 2016

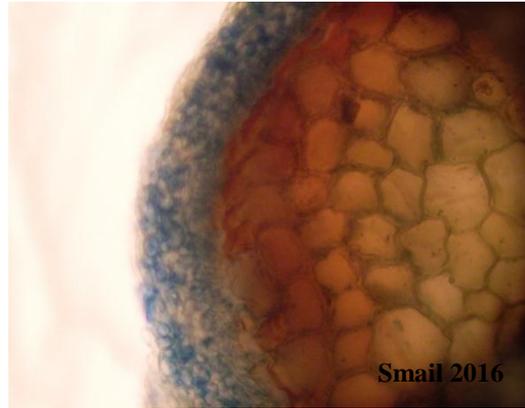
**XXI.g.** Coupe transversale  
du morphotype 89

**Planche XXII**



Smail 2016

**XXII.a.** Morphotype 90



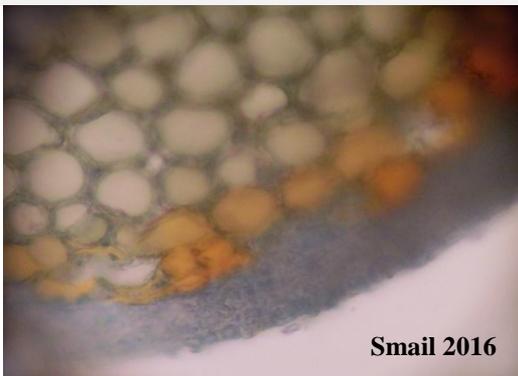
Smail 2016

**XXII.b.** Coupe transversale du morphotype 90



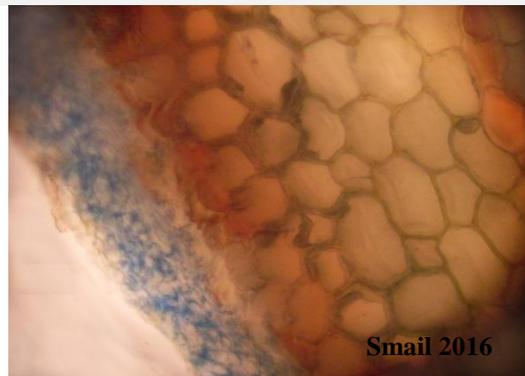
Smail 2016

**XXII.c.** Morphotypes 91 et 92



Smail 2016

**XXII.d.** Coupe transversale du Morphotype 91



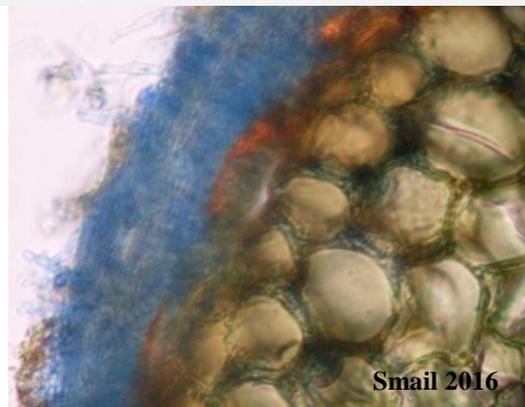
Smail 2016

**XXII.e.** Coupe transversale du morphotype 92



Smail 2016

**XXII.f.** Morphotype 93



Smail 2016

**XXII.g.** Coupe transversale du morphotype 93

**Planche XXIII**



**XXIII.a.** Morphotype 94



**XXIII.b.** Morphotype 95



**XXIII.c.** Morphotype 96



**XXIII.d.** Morphotype 97



**XXIII.e.** Morphotype 98



**XXIII.f.** Morphotype 99



**XXIII.g.** Morphotype 100



**XXIII.h.** Morphotype 101

**Planche XXIV**



Smail 2016

**XXIV.a.** Morphotype 102



Smail 2016

**XXIV.b.** Morphotype 103



Smail 2016

**XXIV.c.** Morphotype 104



Smail 2016

**XXIV.d.** Morphotype 105



Smail 2016

**XXIV.e.** Morphotype 106



Smail 2016

**XXIV.f.** Morphotype 107



Smail 2016

**XXIV.g.** Morphotype 108



Smail 2016

**XXIV.h.** Morphotype 109

**Planche XXV**



**XXV.a.** Morphotype 110



**XXV.b.** Morphotype 111



**XXV.c.** Morphotype 112



**XXV.d.** Morphotype 113



**XXV.e.** Morphotype 114



**XXV.f.** Morphotype 115



**XXV.g.** Morphotype 116



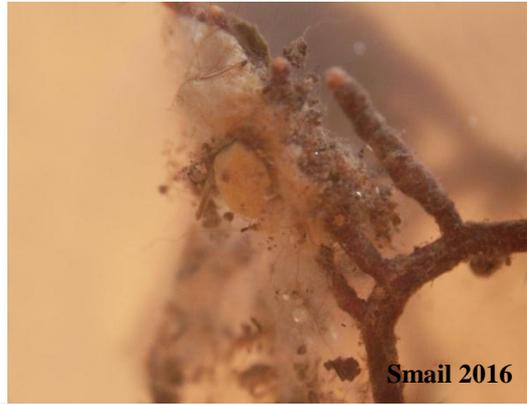
**XXV.h.** Morphotype 117

**Planche XXVI**



Smail 2016

**XXVI.a.** Morphotype 118



Smail 2016

**XXVI.b.** Morphotype 119



Smail 2016

**XXVI.c.** Morphotype 120



Smail 2016

**XXVI.d.** Morphotype 121



Smail 2016

**XXVI.e.** Morphotypes 122 et 123



Smail 2016

**XXVI.f.** Morphotype 124



Smail 2016

**XXVI.g.** Morphotype 125



Smail 2016

**XXVI.h.** Morphotype 126

**Planche XXVII**



Smail 2016

**XXVII.a.** Morphotype 127



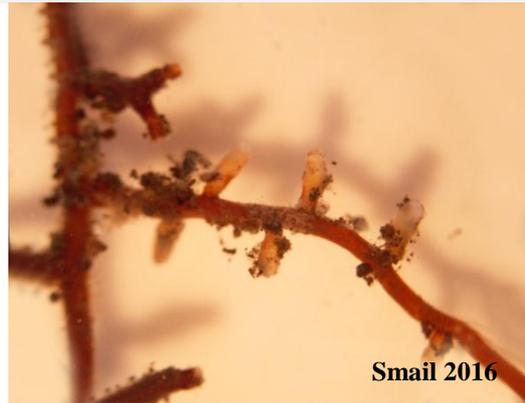
Smail 2016

**XXVII.b.** Morphotype 128



Smail 2016

**XXVII.c.** Morphotype 129



Smail 2016

**XXVII.d.** Morphotype 130



Smail 2016

**XXVII.e.** Morphotype 131



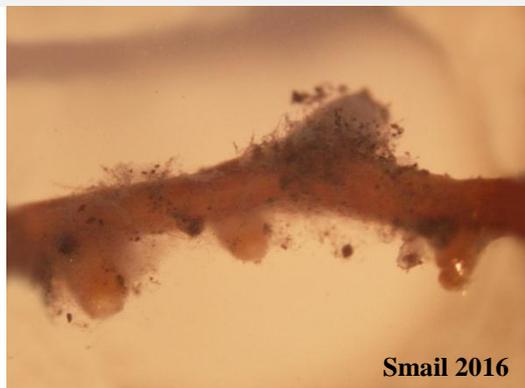
Smail 2016

**XXVII.f.** Morphotype 132



Smail 2016

**XXVII.g.** Morphotype 133



Smail 2016

**XXVII.h.** Morphotype 134

**Planche XXVIII**



Smail 2016

**XXVIII.a.** Morphotype 135



Smail 2016

**XXVIII.b.** Morphotype 136



Smail 2016

**XXVIII.c.** Morphotype 137



Smail 2016

**XXVIII.d.** Morphotype 138



Smail 2016

**XXVIII.e.** Morphotype 139



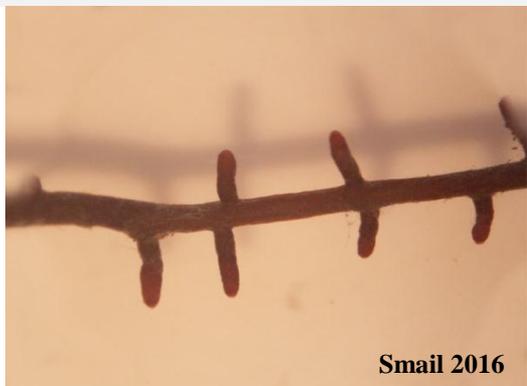
Smail 2016

**XXVIII.f.** Morphotype 140



Smail 2016

**XXVIII.g.** Morphotype 141



Smail 2016

**XXVIII.h.** Morphotype 142

**Planche XXIX**



Smail 2016

**XXIX.a.** Morphotype 143



Smail 2016

**XXIX.b.** Morphotype 144



Smail 2016

**XXIX.c.** Morphotype 145



Smail 2016

**XXIX.d.** Morphotype 146



Smail 2016

**XXIX.e.** Morphotype 147



Smail 2016

**XXIX.f.** Morphotypes 148 et 149



Smail 2016

**XXIX.g.** Morphotype 150



Smail 2016

**XXIX.h.** Morphotype 151

**Planche XXX**



**XXX.a.** Morphotype 152



**XXX.b.** Morphotype 153



**XXX.c.** Morphotype 154



**XXX.d.** Morphotype 155



**XXX.e.** Morphotype 156



**XXX.f.** Morphotype 157



**XXX.g.** Morphotype 158



**XXX.h.** Morphotype 159

**Planche XXXI**



Smail 2016

**XXXI.a.** Morphotype 160



Smail 2016

**XXXI.b.** Morphotype 161



Smail 2016

**XXXI.c.** Morphotype 162



Smail 2016

**XXXI.d.** Morphotype 163



Smail 2016

**XXXI.e.** Morphotype 164



Smail 2016

**XXXI.f.** Morphotype 165



Smail 2016

**XXXI.g.** Morphotype 166



Smail 2016

**XXXI.h.** Morphotypes 167 et 168

**Planche XXXII**



**XXXII.a.** Morphotype 169



**XXXII.b.** Morphotype 170



**XXXII.c.** Morphotype 171

---

ANNEXE II

Publication



## **Influence de quelques sols forestiers du Djurdjura (Algérie) sur le développement des ectomycorhizes de *Pinus nigra* subsp. *mauretanica* en pépinière**

### **Influence of some forest soils of Djurdjura (Algeria) on the development of ectomycorrhizae of *Pinus nigra* subsp. *mauretanica* in nursery**

Adel SMAIL<sup>1</sup> & Rachid MEDDOUR<sup>1</sup>

**Abstract:** The aim of this study is to know the mycorrhizal status (earliness of the appearance of mycorrhiza, mycorrhizal rate, diversity of morphological types of mycorrhizae) of *Pinus nigra* subsp. *mauretanica*, according to some forest soils. This pine seeds were sown directly in the nursery, in different forest soils containing a natural inoculum, taken near black pine trees in three stations of Djurdjura.

The results obtained show that there is a fairly late mycorrhization of plants of black pine, 4 months on the soil of Tala Rana and 5 months on the soils of Tikjda and Tala Guilef. There is a very highly significant difference in the rate of mycorrhization between the 3 soils. In soil of Tala Rana, this rate is higher (82%), compared to that of Tikjda (73%) and Tala Guilef (63%). Moreover, Tala Rana soil is the most diversified in ectomycorrhiza, with 8 and 10 different types identified at 4 and 7 months after sowing. On the soil of Tikjda, 3 types mycorrhizal were noted and that of Tala Guilef, only one has been inventoried, 5 and 7 months after planting in both cases. This difference is linked to the availability of inoculum of fungal species and a greater diversity in microbial populations in soil of Tala Rana, compared to the other two substrates.

Keywords: Black pine, Soils, Ectomycorrhizal fungi, Nursery, Djurdjura, Algeria

**Résumé:** L'objectif de cette étude est de connaître le statut mycorhizien (précocité de l'apparition des mycorhizes, taux de mycorhization, diversité des types morphologiques de mycorhizes) de *Pinus nigra* subsp. *mauretanica*, en fonction de quelques sols forestiers. Des graines de ce pin ont été semées directement en pépinière, dans différents sols forestiers contenant un inoculum naturel, prélevés à proximité d'arbres de pin noir dans 3 stations du Djurdjura.

Les résultats obtenus montrent une mycorhization assez tardive des plants de pin noir, à 4 mois sur le sol de Tala Rana et 5 mois sur les sols de Tikjda et de Tala Guilef. Il existe une différence très hautement significative dans le taux de mycorhization entre les 3 sols. Dans le sol de Tala Rana, il est plus important (82 %), par rapport à ceux de Tikjda (73 %) et de Tala Guilef (63 %). De plus, le sol de Tala Rana est le plus diversifié en ectomycorhizes, avec 8 et 10 types différents recensés à 4 et 7 mois après le semis. Sur le sol de Tikjda, 3 types mycorhiziens, et sur celui de Tala Guilef, un seul type, ont été inventoriés, à 5 et 7 mois après le semis. Cette différence serait liée à la disponibilité de l'inoculum des espèces fongiques et à une plus grande diversité en populations microbiennes dans le sol de Tala Rana, par rapport aux deux autres substrats.

Mots-clés : Pin noir, Sols, Ectomycorhizes, Pépinière, Djurdjura, Algérie

## **INTRODUCTION**

En Algérie, le pin noir du Maghreb (*Pinus nigra* subsp. *mauretanica*) représente une essence forestière relique, qui remonte probablement à l'ère tertiaire, très rare au parc national du Djurdjura. Actuellement, il végète dans la cédraie de Tigounatine à Tikjda, son unique localité algérienne, entre 1450 et 1650 m d'altitude, où il forme un petit peuplement résiduel, composé de quelques 400 individus, dont les plus gros avoisinent 200 ans (MEDDOUR, 2010). C'est une endémique algéro-

---

<sup>1</sup> Faculté des Sciences Biologiques et des Sciences Agronomiques, Université Mouloud Mammeri, BP 17 RP, 15 000 Tizi Ouzou (ALGERIE) [adelsmail10@yahoo.fr](mailto:adelsmail10@yahoo.fr)

marocaine menacée de disparition, notamment par l'absence de régénération naturelle sur de longues périodes et les incendies récurrents (MEDDOUR, 2010). Dans ce cas, la conservation *in situ* de son peuplement naturel doit être renforcée par des plantations à même d'assurer la pérennité de l'essence dans son milieu originel.

Lors des plantations forestières, la mycorhization constitue un outil naturel efficace lorsqu'elle est bien maîtrisée. C'est une méthode utilisée depuis longtemps en reboisement dans certains pays (MIKOLA, 1973). Par ailleurs, le statut mycorhizien des plants de pépinière peut être amélioré par l'apport de terre, prélevée en forêt, renfermant des propagules de champignons mycorhiziens. Le recours à de tels inocula naturels a été, et est encore, employé avec succès à très grande échelle dans le cas des ectomycorhizes (GARBAYE, 2013).

Il est généralement admis que la réussite de l'association symbiotique dépend des interactions complexes entre l'inoculum mycorhizien, la plante hôte et l'environnement (SLANKIS, 1974 ; PERRIN *et al.*, 1988). Le sol se révèle être un facteur environnemental important de la mycorhization, quand toutes les autres conditions sont expérimentalement standardisées (GARBAYE & WILHELM, 1984). En effet, la réceptivité des sols à la mycorhization est très influencée par leurs caractéristiques physiques, chimiques et biologiques (MOSSE *et al.*, 1980 ; HARLEY, 1984).

L'objectif de ce travail est ainsi d'étudier le statut mycorhizien (précocité de l'apparition des mycorhizes, taux de mycorhization, diversité des types morphologiques de mycorhizes) de *Pinus nigra* subsp. *mauretanica* en pépinière, et de mettre en évidence l'influence de divers substrats forestiers sur le développement de la mycorhization.

## MATERIEL ET METHODES

### Site expérimental

L'expérimentation est conduite dans une pépinière située au nord de l'Algérie, à 15 km à l'ouest de Tizi Ouzou (figure 1), à une altitude de 55 m, sous un bioclimat subhumide, à variante chaude (MEDDOUR, 2010).

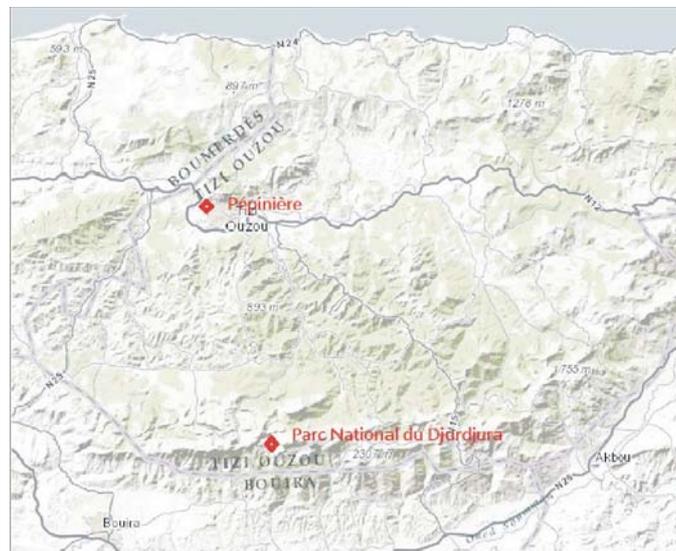


Figure 1. Localisation de la pépinière (site expérimental) et du parc national du Djurdjura

### Matériel utilisé

Les graines de pin noir proviennent du peuplement naturel de Tigounatine à Tikjda (au Djurdjura). Elles sont issues de cônes récoltés par le personnel du parc national du Djurdjura, puis conservés au réfrigérateur à une température de 4°C. Une fois les cônes ouverts après une exposition au soleil de quelques jours, l'ensemble des graines en ont été extraites. Celles-ci se divisent en graines fertiles et en graines vaines. Les graines fertiles sont noirâtres et ne représentent que 15 à 20 % du total

des graines d'un cône, soit 3 à 4 graines fertiles par cône. Après un pré-trempe de 24 heures dans l'eau, les graines fertiles sont désinfectées superficiellement à l'eau oxygénée (30%), puis rincées abondamment à l'eau.

Pour les substrats, nous avons utilisé trois sols différents prélevés dans trois stations distinctes : Tikjda, Tala Guilef et Tala Rana. Ces sols ont été prélevés juste avant les semis en pépinière. Dans chaque station, le sol est prélevé autour de cinq arbres de pin noir choisis au hasard dans le peuplement (naturel ou artificiel). Le sol provenant d'un groupe d'arbres a un potentiel ectomycorhizien plus élevé et plus diversifié que celui prélevé près d'un seul arbre (HOCINE, 1998).

Dans un premier temps, le sol est débarrassé de la litière à l'aide d'un râteau. Ensuite, autour de chaque arbre, sont prélevées des mottes de sol à environ 1,5 m du tronc. Ce sol est ensuite débarrassé des cailloux et des grosses racines. Tous ces prélèvements sont mélangés soigneusement, afin d'obtenir un substrat dans lequel l'inoculum serait mélangé de la façon la plus homogène possible. Ce sol contenant les propagules de champignons mycorhiziens (spores, mycélium, fragments de racines mycorhiziens) est alors distribué dans des sachets noirs de polyéthylène perforés. Les graines sont ensuite semées individuellement dans ces conteneurs (le 01/01/2011). Pour chaque sol, 70 sachets ont été utilisés. Ils sont ensuite disposés sous ombrière. L'arrosage est effectué avec l'eau d'un forage suivant les besoins. L'essai se déroule à la lumière du jour et à la température extérieure. Aucun traitement phytosanitaire et aucune fertilisation n'ont été appliqués aux plants.

### **Variables d'évaluation des plants et de la mycorhization**

Chaque mois, au cours de la période de février à août 2011, cinq plants produits sur chacun des trois sols ont été observés. Les paramètres mesurés sont : la hauteur de l'hypocotyle, le diamètre de l'hypocotyle, le nombre de cotylédons, la hauteur de la tige principale, le nombre de racines courtes et le taux de mycorhization.

Les systèmes racinaires, pour chacun des traitements, ont été lavés très soigneusement et examinés à la loupe, en vue de dénombrer les racines mycorhizées et celles non mycorhizées, ainsi que de caractériser les types mycorhiziens. Le taux de mycorhization par plant ou par échantillon a été exprimé en pourcentage de racines courtes mycorhizées par rapport au nombre total de racines courtes comptées et en multipliant par 100 (MARX *et al.*, 1977).

Une étude anatomo-morphologique a été réalisée sur l'ensemble des mycorhizes observées. Pour l'étude morphologique, les mycorhizes ont été observées à l'aide d'une loupe binoculaire, pour séparer les ectomycorhizes qui s'y trouvent en différents types, puis elles sont décrites en se basant sur la forme générale de la mycorhize, la couleur, la grosseur, la ramification, l'aspect de la surface du manteau, la présence ou l'absence du mycélium extra-matriciel ainsi que son importance, et la présence ou l'absence des cordons ou de rhizomorphes (BA *et al.*, 2011 ; GARBAYE, 2013). Des échantillons représentatifs de chaque type sont photographiés avant d'être conservés dans un fixateur, le FPA constitué de Formol-Acide propionique-Alcool 70° dans les proportions de 3-5-92 % en volume. L'étude anatomique a été réalisée sur des coupes transversales effectuées à main levée sur les ectomycorhizes fixées, puis colorées au bleu de lactophénol. Le montage a été effectué dans une goutte de lactoglycérol. L'observation au microscope optique a permis de mettre en évidence la structure du manteau fongique, l'aspect du réseau de HARTIG (mycélium hyper-ramifié qui entoure certaines cellules du cortex racinaire et assure une grande surface d'échanges), le nombre d'assises de cellules à tannins.

### **Analyse statistique**

Tous les résultats obtenus à l'âge de 7 mois sont soumis à une analyse de la variance, le dispositif étant en randomisation totale. Le test de NEWMAN-KEULS est utilisé pour comparer les moyennes obtenues ( $p < 0.05$ ). Ces analyses statistiques sont réalisées à l'aide du logiciel StatBox v. 6.4.

## RESULTATS

### Caractéristiques physicochimiques des substrats

Les caractéristiques physiques des sols sont résumées sur le tableau 1. Ces trois sols, selon la classification granulométrique USDA (RICHER de FORGES *et al.*, 2008), sont de texture limoneuse fine (55 à 70 % de limons). Cependant, le sol de Tikjda, qui comporte une fraction sableuse de près de 37 %, a une texture relativement plus équilibrée.

**Tableau 1.** Principales caractéristiques physiques des substrats utilisés (granulométrie)

	Texture (% de sol fin)		
	Argiles (< 2 µm)	Limons (2-50 µm)	Sables (50-2000 µm)
Tala Rana	10.5	68.6	20.9
Tala Guilef	11.5	69.6	18.9
Tikjda	8.7	54.5	36.8

Les caractéristiques chimiques des sols sont résumées sur le tableau 2.

**Tableau 2.** Principales caractéristiques chimiques des substrats utilisés

	pH (eau)	MO %	N (g.kg <sup>-1</sup> ) (Kjeldhal)	C (g.kg <sup>-1</sup> ) (méthode Anne)	C/N	Ca % (échangeable)	CaCO <sub>3</sub> % total
Tikjda	8,2	3,05	0,11	2,97	27	3,2	27,9
Tala Rana	7,4	2,92	0,09	2,34	26	9	15,5
Tala Guilef	6,8	3,95	0,17	2,38	14	1,8	7,7

Pour l'analyse de ces résultats, on s'est reporté au *guide des analyses en pédologie* de BAIZE (2006). Le sol de Tikjda présente un pH alcalin (> 7.5), bien pourvu en matières organiques (MO entre 3 et 4 %). Ce sol est fortement calcaire (25-50 % de calcaire total). Le sol de Tala Rana est à pH peu alcalin (7 à 7.5), bien pourvu en MO (entre 2 et 3 %, avec moins de 22 % d'argiles). Il est modérément calcaire (12.5-25 % de calcaire total) et relativement pauvre en azote total. Le sol de Tala Guilef a un pH neutre (6.5 à 7), bien pourvu en MO (entre 3 et 4 %). Ce sol est faiblement calcaire (5-12.5 % de calcaire total). On observe ainsi une différenciation de ces sols selon les stations, imputable en grande partie à des spécificités d'ordre lithologiques.

Selon la valeur du rapport entre le carbone organique et l'azote total (C/N > 25), l'humus du sol de Tikjda et de Tala Rana est de type mor et qualifié de peu évolué (activité biologique réduite, décomposition lente de la matière organique). Le sol de Tala Guilef présente au contraire un humus de type mull, bien décomposé (C/N < 15), à forte activité biologique. La discordance observée entre type de sol et forme d'humus (mor sur sol alcalin) est liée au problème, d'une part de la classification des humus, d'autre part de l'équilibre des sols par rapport à la végétation actuelle (GOBAT *et al.*, 2010). En outre, cette classification du type d'humus sur la base des valeurs du rapport C/N n'est qu'indicative, car ces valeurs peuvent différer au sein du même sol entre deux horizons humifères (GOBAT *et al.*, 2010).

### Morphogenèse de la partie aérienne des plants élevés sur différents substrats

Trois semaines après le semis, les graines du pin noir ont commencé à germer. Vers le 27<sup>ème</sup> jour, toutes les graines ont germé sur les trois sols. L'hypocotyle et les cotylédons sont les premières structures apparues sur les plantes après germination. La hauteur finale de l'hypocotyle (3,7 à 3,9 cm) a été atteinte vers le 3<sup>ème</sup> mois sur le sol de Tala Rana, et vers le 4<sup>ème</sup> mois sur les substrats de Tikjda et de Tala Guilef. Le diamètre moyen de l'hypocotyle est de 1,5 mm et le nombre moyen de cotylédons est de 8 par plant. Ces deux paramètres n'ont pas évolué durant l'expérimentation et sont donc indépendants de la nature du substrat utilisé. Le débourrement du bourgeon terminal et

l'apparition de la tige principale ou épicotyle sur le sol de Tala Rana a été constaté à l'âge de 3 mois, alors que sur les substrats de Tikjda et de Tala Guilef, ils n'ont été observés qu'à l'âge de 4 mois. Après l'extension totale des cotylédons, les euphylls (ou aiguilles primaires) chlorophylliennes se sont développées sur la tige principale suivant des hélices phyllotaxiques.

### **Architecture racinaire des plants élevés dans les différents substrats**

Après la germination des graines du pin noir, la première racine, qui se développe à partir de l'apex racinaire embryonnaire, est fortement orthotrope. C'est la racine primaire ou le pivot. L'émergence des racines latérales n'a commencé qu'à l'âge de 3 mois sur les 3 substrats. Ces racines latérales sont de deux types : des racines longues, se ramifiant appelées macrorhizes, et d'autres courtes, se ramifiant peu ou pas, à croissance lente et à extrémités arrondies, appelées brachyrhizes. On sait, en effet, que les racines des arbres à ectomycorhizes ont une structure hiérarchisée : des racines longues s'allongent en permanence par leur extrémité en se ramifiant et portent latéralement des racines courtes qui sont le siège de la symbiose ectomycorhizienne (GARBAYE, 2013). Ces racines courtes ne présentent pas de coiffe à leur extrémité et chez le genre *Pinus*, qu'elles soient mycorhizées ou non, elles adoptent spontanément une forme en Y en se divisant en deux à leur extrémité (GARBAYE, 2013).

Sur les sols de Tikjda et de Tala Guilef, l'appareil racinaire des plants âgés de 3 mois est peu développé, il se limite à un pivot sur lequel apparaissent quelques racines latérales, et il n'est pas mycorhizé. Par contre, pour les plants élevés sur le sol de Tala Rana, le système racinaire est plus développé et forme un nombre un peu plus élevé de racines longues et de racines courtes, également non encore mycorhizées.

Durant ces premiers mois, la croissance du pivot est continue et la formation de racines courtes susceptibles d'être mycorhizées est faible. Cette croissance continue du pivot peut être due à l'absence d'obstacles (sols débarrassés de cailloux, culture en sachet de polyéthylène).

### **Caractéristiques des premières ectomycorhizes obtenues et diversité des types morphologiques ectomycorhiziens**

Toutes les ectomycorhizes observées en pépinière sur les racines de pin noir sont typiques : existence d'un manteau fongique autour de la racine mycorhizée et d'un réseau de Hartig entre les cellules corticales. L'observation microscopique des racines écrasées entre lame et lamelle a révélé des structures propres de toute infection endomycorhizienne.

La mycorhization naturelle des plants de pin noir en pépinière forestière, sur différents substrats naturels, est variable en fonction du temps et du type de sol. Les premières mycorhizes sont apparues à l'âge de 4 mois sur le sol de Tala Rana et, plus tardivement, à 5 mois sur les sols de Tikjda et de Tala Guilef. Ces mycorhizes sont plus diversifiées chez les plants élevés sur le sol de Tala Rana, puisque 8 types morphologiques ou morphotypes distincts sont décrits (Planche, figures 1 à 14) à 4 mois. Ils sont réduits à 3 types pour le sol de Tikjda (Planche, figures 13 à 18) et à un seul type pour le substrat de Tala Guilef à 5 mois dans les deux cas. Ce type ectomycorhizien est commun aux deux autres sols ; il s'agit de la mycorhize orange simple avec un mycélium extramatriciel faiblement développé (Planche, figures 13 et 14). A 7 mois, les systèmes racinaires des plants de pin noir élevés dans les 3 sols sont abondamment mycorhizés. Mais, le nombre de types morphologiques de mycorhizes décrits sur chacun des 3 sols est encore variable. Sur le sol de Tala Rana, le plus grand nombre de types morphologiques distincts a été observé sur les racines, soit 10 types, parmi lesquels 7 sont nouveaux (Planche, figures 21 à 32). Par contre, dans le sol de Tikjda, 3 types morphologiques ont été décrits, dont une nouvelle ectomycorhize (Planche, figures 19 et 20). Sur le sol de Tala Guilef, le moins diversifié, un seul type morphologique, le même observé à 5 et 7 mois, a été décrit.

Cette diversité morphologique des ectomycorhizes correspond à la diversité spécifique fongique, car c'est le champignon qui détermine l'aspect de la mycorhize.

## Statut mycorhizien et développement des plants âgés de 7 mois élevés dans les différents substrats

Les résultats de l'influence des différents substrats sur la hauteur de la tige principale, le nombre de racines courtes et le taux de mycorhization des plants de pin noir âgés de 7 mois sont rassemblés dans le tableau 3.

**Tableau 3.** Hauteur moyenne de la tige principale, nombre moyen de racines courtes et pourcentage de mycorhization des plants de pin noir âgés de 7 mois produits dans différents sols. (moyenne de 5 plants)

	Sol de Tala Rana	Sol de Tikjda	Sol de Tala Guilef
Hauteur moyenne de la tige (cm)	3,66 ± 0.39 <sup>a(1)</sup>	2,26 ± 0.18 <sup>b</sup>	2,50 ± 0.24 <sup>b</sup>
Nombre moyen de racines courtes	98,4 ± 10.01 <sup>a</sup>	39,6 ± 4.93 <sup>b</sup>	44,4 ± 4.16 <sup>b</sup>
Taux de mycorhization (%)	82,03 ± 3.64 <sup>a</sup>	73,72 ± 5.24 <sup>b</sup>	63,13 ± 5.05 <sup>c</sup>

<sup>(1)</sup> Les données d'une même ligne suivies par une même lettre ne sont pas significativement différentes d'après l'analyse de variance à un facteur ( $p < 0.05$ ).

La hauteur de la tige principale ainsi que le nombre de racines courtes sont nettement plus élevés dans le sol de Tala Rana par rapport aux deux autres sols. Cette différence est significative pour ces deux paramètres. Par contre, la différence n'est pas significative entre les sols de Tikjda et de Tala Guilef, pour ces mêmes paramètres. Concernant le taux de mycorhization, ce dernier est le plus important dans le sol de Tala Rana, suivi du sol de Tikjda et enfin, du sol de Tala Guilef. Il existe une différence significative entre les 3 sols.

D'autre part, le nombre de racines courtes et le taux de mycorhization des plants de pin noir sont fortement liés pour chaque type de sol, car la corrélation linéaire entre ces deux paramètres est très élevée (0.95 pour le sol de Tala Rana, 0.98 pour celui de Tala Guilef et 0.99 pour Tikjda).

## DISCUSSION

Le manque de mycorhizes a toujours été un problème dans les pépinières forestières (MOLINA, 1981). En effet, ABOUROUH (2000) note que la mycorhization naturelle en pépinière des plants de divers pins (*Pinus canariensis*, *P. pinaster* var. *maghrebiana*, *P. pinaster* var. *atlantica* et *P. halepensis*), si elle existe dans la plupart des cas, elle reste souvent faible et aléatoire. D'autre part, la mycorhization est conditionnée par la présence de racines courtes (ALDRICH-BLAKE, 1930 in ABOUROUH, 1994). L'architecture racinaire du pin noir peut donc être un facteur limitant, dans la mesure où un faible développement du système racinaire entraîne l'absence de racines courtes réceptives à la mycorhization. En effet, il ressort de cette étude que le système racinaire des plants de pin noir présente un nombre de racines courtes très faible (une moyenne de 39 à 98 par plant) durant les premiers mois de culture.

Dans cette étude, on constate que la mycorhization du pin noir s'effectue naturellement au stade juvénile. Toutefois, cette mycorhization naturelle en pépinière forestière des plants de pin noir a débuté à l'âge de 4 mois sur le sol de Tala Rana et à 5 mois sur les sols de Tikjda et de Tala Guilef. Ces résultats sur le pin noir rejoignent ceux de HOCINE (1998) sur le Cèdre de l'Atlas en pépinière, qui signale une mycorhization tardive, à la fin du 3<sup>ème</sup> mois. SMAIL (2009) a constaté une mycorhization encore plus tardive de jeunes pins noirs sur sol de chênaie, où les premières mycorhizes sont apparues à l'âge de 7 mois. Cette mycorhization tardive peut s'expliquer, au moins en partie, si l'on admet la théorie de BJÖRKMAN (1949) suivant laquelle la formation des mycorhizes est sous la dépendance du taux de glucides des racines, c'est-à-dire de l'activité photosynthétique de l'hôte, qui serait plus importante avec l'apparition de la tige principale (plus de surface foliaire). En effet, dans chaque sol testé, ce n'est qu'après débourrement du bourgeon terminal et apparition de la tige principale, qu'apparaissent les premières mycorhizes sur les jeunes plants de pin noir.

Le sol récepteur joue un rôle essentiel, car les caractéristiques physico-chimiques et biologiques interviennent en modifiant l'intensité de la mycorhization (MOSSE *et al.* 1980 ; HARLEY 1984 ;

PERRIN *et al.* 1997). A partir de 5 et 6 mois, le taux de mycorhization a dépassé 50 % sur les trois sols, seuil considéré par certains auteurs comme un minimum pour espérer des effets bénéfiques après reboisement (RUEHLE & BRENDENMUEHL, 1981 ; MARX *et al.*, 1984). Sur le sol de Tala Rana, nous avons enregistré un taux moyen de mycorhization supérieur à 80 % à l'âge de 7 mois. Ce substrat présente une bonne réceptivité à l'inoculum naturel et donc à la mycorhization. Sur ce sol, où les mycorhizes sont plus diversifiées (10 types morphologiques à 7 mois), la diversité ectomycorhizienne serait due aux caractéristiques des sols (tableau 4) et à la disponibilité de l'inoculum des espèces fongiques concernées, relativement à la réceptivité de la plante (NEWTON, 1992).

**Tableau 4.** Les différentes mycorhizes observées sur les racines des jeunes pins noirs en pépinière en fonction des substrats à différents âges

Stations	Type d'humus	Type de sol	Age	Nombre de mycorhizes
Tala Rana	Mor (C/N > 25)	modérément calcaire (12.5-25 % de calcaire total)	4 mois	8
			7 mois	10
Tikjda	Mor (C/N > 25)	fortement calcaire (25-50 % de calcaire total)	5 mois	3
			7 mois	3
Tala Guilef	Mull (C/N < 15)	faiblement calcaire (5-12.5 % de calcaire total)	5 mois	1
			7 mois	1

La formation en pépinière des mycorhizes sur les pins dépend de plusieurs facteurs, dont le principal est l'efficacité de la source de l'inoculum du sol (THAPAR & PALIWAL, 1982). En effet, ce résultat sur le sol de Tala Rana peut être aussi lié à la diversité des populations microbiennes de ce substrat, qu'il s'agisse d'espèces mycorhiziennes ou de bactéries et de champignons de la rhizosphère (HOCINE *et al.*, 1994 ; NEZZAR-HOCINE *et al.*, 1997, 1998). Ces facteurs microbiens constituent la composante majeure de la réceptivité des sols forestiers à la mycorhization (PERRIN & SALERNO, 1994) et l'infection ectomycorhizienne est le résultat de la compétition des champignons entre eux et d'interactions avec d'autres micro-organismes du sol (De OLIVIERA & GARBAYE, 1989).

Sur le sol de Tala Rana, type de substrat le plus favorable au Pin noir, cette mycorhization multiple procure un avantage considérable à la plante, dans la mesure où son adaptation écologique peut être fortement accrue (DUVERT, 1987 ; HOCINE, 1998). Sur ce sol, la hauteur de la tige principale et le nombre de racines courtes sont significativement plus importants que sur les substrats de Tikjda et de Tala Guilef, et ce, malgré la carence en azote du sol de Tala Rana. Ce développement important des plants sur ce substrat serait dû à la très grande efficacité des ectomycorhizes à récupérer l'azote de tout organisme mort, y inclus celui des litières (FORTIN *et al.*, 2008).

## CONCLUSION

En pratique, il ressort de cette étude effectuée dans une pépinière que le pin noir peut se mycorhizer en utilisant un inoculum naturel provenant de son aire d'origine et des sites où il végète. Cette étude permet ainsi de choisir le site le plus favorable de prélèvement d'un sol forestier pour l'inoculation des plants *ex situ*. Un meilleur contrôle de cette mycorhization naturelle en pépinière pourrait aboutir à la production de plants de grande qualité.

Enfin, en Algérie, il y a encore peu d'informations disponibles sur l'identification des ectomycorhizes, mais l'utilisation de nouvelles technologies, comme le typage moléculaire (BA *et al.*, 2011), permettra à court terme leur identification systématique. Un tel résultat pourra préciser le nombre de candidats fongiques potentiels pour l'inoculation de plants de pin noir en pépinière et le rôle qu'ils peuvent jouer dans le processus de régénération assistée de la pineraie naturelle à *Pinus nigra* subsp. *mauretanica* au Djurdjura.

## REFERENCES

- ABOUROUH M., 1994. Les ectomycorhizes du Cèdre de l'Atlas : état des connaissances et perspectives. *In* : Le Cèdre de l'Atlas *Cedrus atlantica* (Manetti). Silva Mediterranea / O. M'Hirit, A. Samih, M. Malagnoux (éds.). Actes du Séminaire international sur le Cèdre de l'Atlas, Ifrane (Maroc), 7-11 juin 1993. *Annales de la Recherche forestière au Maroc*, n° 27 (spécial), vol. 1, 337-348.
- ABOUROUH M., 2000. Mycorhizes et mycorhization des principales essences forestières du Maroc. Thèse de doctorat d'état, Université Mohamed V, Faculté des Sciences, Rabat, 175 p.
- BA A., DUPONNOIS R., DIABATE M., & DREYFUS B., 2011. Les champignons ectomycorhiziens des arbres forestiers en Afrique de l'Ouest. *IRD* (éd.), 252 p.
- BAIZE D., 2006. Guide des analyses en pédologie. INRA (éd.), 266 p.
- BJÖRKMANN E., 1949. The ecological significance of the ectotrophic mycorrhizal association in forest trees. *Sven. Bot. Tidskr.*, 43, 223 p.
- DE OLIVIERA V.L. & GARBAYE J., 1989. Les micro-organismes auxiliaires de l'établissement des symbioses ectomycorhiziennes. *Revue bibliographique. Eur. J. For. Pathol.*, 19 : 54-64.
- DUVERT P., 1987. Réceptivité des sols aux associations mycorhiziennes et aptitude prophylactique des mycorhizes. Thèse de doctorat 3<sup>ème</sup> cycle, Université de Bourgogne, 171 p.
- FORTIN J.A., PLENCHETTE C. ET PICHE Y., 2008. Les mycorhizes, la nouvelle révolution verte. *QUAE* (éd.), 131 p.
- GARBAYE J., 2013. La symbiose mycorhizienne. Une association entre les plantes et les champignons. *QUAE* (éd), 251 p.
- GARBAYE J. & WILHELM M.E., 1984. Influence de la mycorhization acquise en pépinière sur la mycorhization de jeunes plantations de chêne. *Acta Oecologia, Oecol. Plant.*, 19 (2) : 151-161.
- GOBAT J.M., ARAGNO M. & MATHEY W., 2010. Le sol vivant. Bases de pédologie – Biologie des sols. Presses Polytechniques et Universitaires Romandes, 817 p.
- HARLEY J.L., 1984. Mycorrhiza and soil ecology. *Biol. Rev.*, 23: 127-158.
- HOCINE H., 1998. Associations mycorhiziennes naturelles de *Cedrus atlantica* dans le massif du Djurdjura (Algérie) et mycorhization contrôlée. Thèse de doctorat, Université Blaise Pascal, 479 p.
- HOCINE H., BELARBI R., PERRIN R. & CHEVALIER G., 1994. Possibilités de mycorhization de *Cedrus atlantica* Manetti. *Ann. Rech. For. Maroc*, 27 (1) : 350-361.
- MARX D.H., HATCH A.B. & MENDICINO J.F., 1977. High soil fertility decreases sucrose content and susceptibility of loblolly pine roots to ectomycorrhizal infection by *Pisolithus tinctorius*. *Can. J. Bot.*, 55: 1569-1574.
- MARX D.H., CORDELL C.E., KENNY P.S., MEXAL J.G., ARTMAN, J.D., RITTLE J.W. & MOLINA R.J., 1984. Commercial vegetative inoculums of *Pisolithus tinctorius* and inoculation techniques for development of ectomycorrhize on bare root tree seedlings. *For. Sc. Monog.*, 75 : 1-10.
- MEDDOUR R., 2010. Bioclimatologie, phytogéographie et phytosociologie en Algérie. Exemple des groupements forestiers et préforestiers de la Kabylie djurdjuréenne. Thèse de doctorat d'état, Université Mouloud Mammeri de Tizi Ouzou, 397 p.
- MIKOLA P., 1973. Application of mycorrhizal symbiosis to forestry practice. *In*: Marks G.C. & Kozłowski T.T. (eds.), *Ectomycorrhizae, their ecology and physiology*, Academic Press. New York-London, 383-411.
- MOLINA R., 1981. Ectomycorrhizal specificity in the genus *Alnus*. *Can. J. Bot.*, 59: 325-334.
- MOSSE B., STRIBLEY D.P. & LE TACON F., 1980. Ecology of mycorrhizae and mycorrhizal fungi. *In*: Alexander M. (ed.). *Advances in microbial ecology*, New York, Cornell University, Plenum publishing corporation, 4: 137 - 210.
- NEWTON A.C., 1992. Towards functional classification of ectomycorrhizal fungi. *Mycorrhiza*, 2 : 75-79.
- NEZZAR-HOCINE H., PERRIN R., HALLI-HARGAS R. & CHEVALIER G., 1997. Ectomycorrhizal association with *Cedrus atlantica* (Endl.) Manetti ex Carrière. I. Mycorrhizal synthesis with *Tricholoma tridentinum* Singer var. *cedretorum* Bon. *Mycorrhiza*, 8, 47-51.
- NEZZAR-HOCINE H., BOUTEVILLE R.J., GUINBERTEAU J., PERRIN R. & CHEVALIER G. 1998. La macroflore fongique de *Cedrus atlantica* (Endl.) Manetti ex Carrière. II. Les champignons ectomycorhiziens d'une cédraie du massif du Djurdjura (Algérie). *Cryptogamie-Mycologie*, 19 (1-2):139-161.
- PERRIN R., DUVERT P. & PLENCHETTE C., 1988. Substrate receptiveness to mycorrhizal association. Concepts, methods and applications. *Acta Hortic.*, 221: 223-228.
- PERRIN R. & SALERNO M.I., 1994. Current developments in research related to the influence of mycorrhizae on plant protection and resistance to a biotic stresses. *In*: C. Azcon-Aguilar & J.M. Barea (eds.). *Mycorrhizas in integrated systems from genes to plant development*. European Commission EUR 1672, Luxembourg, 401-406.
- PERRIN R., PARLADE X. & PERA J., 1997. Receptiveness of forest soils to ectomycorrhizal association. I. Concept and method as applied to *Laccaria bicolor* (Maire) Orton., *Pinus pinaster* Ait. and *Pseudotsuga menziesii* (Mirb.) Franco symbiosis. *Mycorrhiza*, 6: 469-476.

- RICHER DE FORGES A., FELLER C., JAMAGNE M. & ARROUAYS D., 2008. Perdus dans le triangle des textures. *Etude et gestion des sols*, 15, 2 : 97-111.
- RUEHLE J.L. & BRENDENMUEHL R.H., 1981. Performance of Choctawhatchee sand pine seedlings inoculated with ectomycorrhizal fungi outplanted in the sandhills of north Florida, US. For. Serv, Res. Note SE 301: 7 p.
- SLANKIS V., 1974. Soil factors influencing formation of mycorrhizae. *Ann. Rev. Phytopath.*, 12: 437-457.
- SMAIL A., 2009. Contribution à l'étude de la problématique du Pin noir. Etude de l'état mycorhizien de jeunes plants obtenus en pépinière avant et après introduction d'un inoculum provenant de la réserve naturelle de Tikjda. Mémoire de Magister, Université Mouloud Mammeri de Tizi Ouzou, 83 p.
- THAPAR H.S. & PALIWAL D.P., 1982. Studies on pine mycorrhiza in nursery seedling. *Indian forester*, 108 (1): 51-59.

## **Annexe**

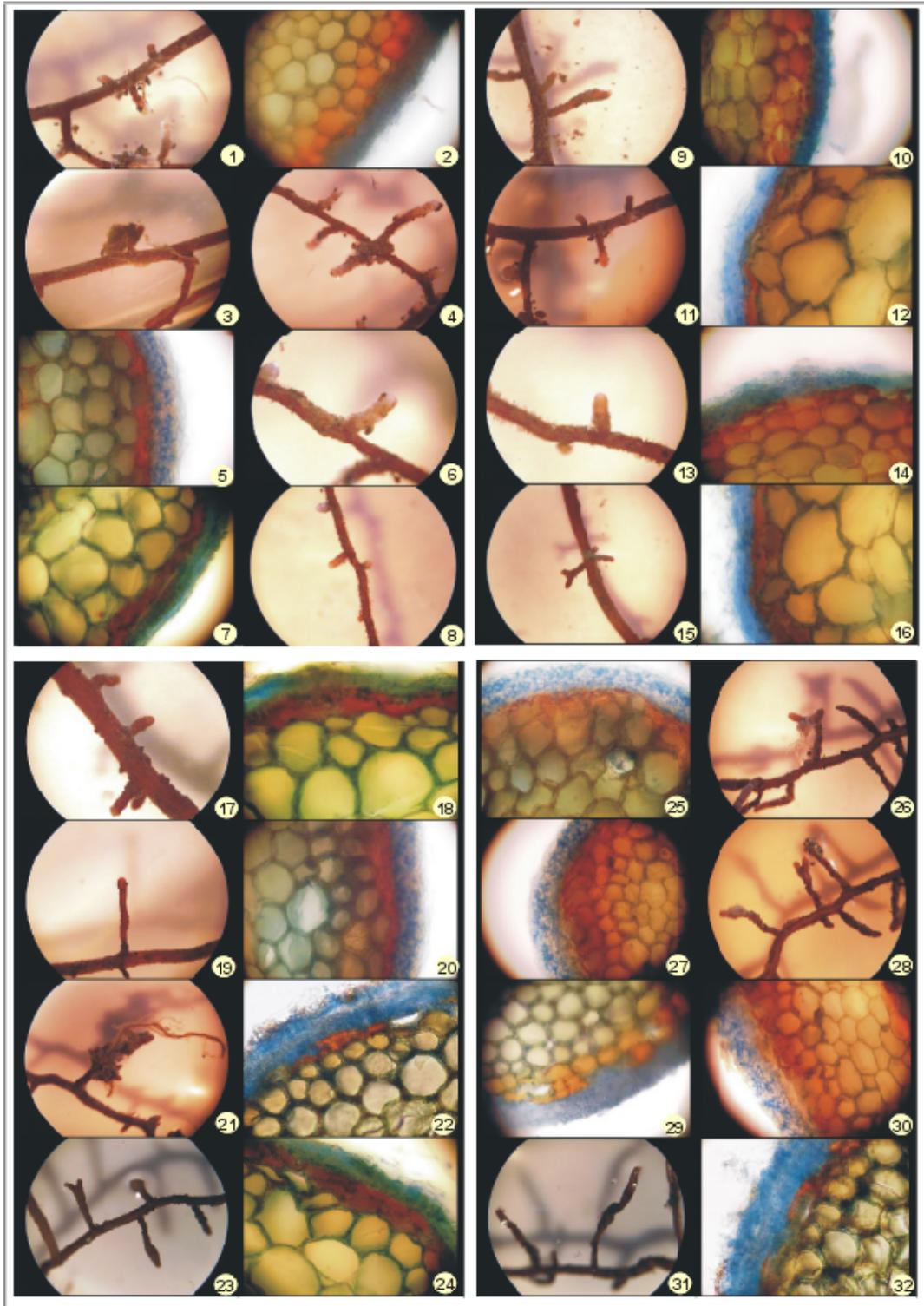
## Planche

### Légende :

- 1 : Mycorhize marron à sa base puis blanche, non ramifiée, le mycélium extramatriciel est peu abondant. On constate la présence d'un gros rhizomorphe marron.
- 2 : Coupe transversale de la mycorhize précédente montrant un manteau épais pseudo- parenchymateux, un réseau de Hartig qui s'immisce sur plusieurs assises cellulaires et des tannins assez abondants. (Grossissement : X 440).
- 3: Mycorhize marron à distribution coralloïde, le mycélium extramatriciel est abondant recouvre presque toute la mycorhize. On constate la présence de quelques cordons et rhizomorphes.
- 4: Mycorhize marron simple, le mycélium extramatriciel cotonneux est abondant retient des particules de sol.
- 5 : Coupe transversale de la mycorhize précédente. Le manteau est épais et pseudo-parenchymateux. Le réseau de Hartig entoure 2 à 3 couches de cellules corticales, l'assise à tannins est bien visible. (X 440).
- 6: Mycorhize blanche à ramification simple, le mycélium extramatriciel est assez abondant et cotonneux.
- 7: Coupe transversale de la mycorhize précédente. Le manteau est peu épais et pseudo-parenchymateux, le réseau de Hartig s'immisce entre 2 ou 3 assises cellulaires. La couche tannifère est bien visible. (X 480).
- 8: Mycorhize blanche, simple. Le mycélium extramatriciel est très peu abondant.
- 9 : Mycorhize orange simple. Le mycélium extramatriciel est peu développé composé d'hyphes blancs courts.
- 10: Coupe transversale de la mycorhize précédente montrant un manteau épais, plectenchymateux, un réseau de Hartig sur plusieurs couches de cellules corticales et une couche tannifère importante. (X 440).
- 11: Mycorhize orange claire, simple. Le mycélium extramatriciel recouvre l'extrémité de la mycorhize
- 12: Coupe transversale de la mycorhize précédente. Le manteau est épais plectenchymateux, le réseau de Hartig se développe entre les 2 premières assises cellulaires. (X 440).
- 13: Mycorhize orange simple. Le mycélium extramatriciel est peu abondant, on observe la présence de quelques rares cordons
- 14: Coupe transversale de la mycorhize précédente. Le manteau est épais et plectenchymateux, le réseau de Hartig bien développé s'immisce entre plusieurs cellules corticales (X 440).
- 15: Mycorhize orange légèrement marron, à ramification dichotomique. Elle est lisse.
- 16: Coupe transversale de la mycorhize précédente montrant un manteau fongique peu épais, un réseau de Hartig peu développé et une couche de cellule à tannins. (X 480).
- 17: Mycorhize marron à extrémité plus claire, non ramifiée, elle présente des étranglements. Le mycélium extramatriciel peu abondant est localisé surtout à sa base.
- 18: Coupe transversale de la mycorhize précédente. Le manteau est épais et plectenchymateux, le réseau de Hartig est bien visible sur 2 à 3 couches de cellules corticales. La couche tannifère est importante. (X 480).
- 19: Mycorhize orange, longue et non ramifiée. Le mycélium extramatriciel est peu abondant formé d'hyphes très courts retenant parfois des particules de sol.
- 20: Coupe transversale de la mycorhize précédente montrant un manteau fongique épais pseudo-parenchymateux. Le réseau de Hartig bien développé s'immisce entre 4 assises de cellules du parenchyme cortical. Les tannins sont bien visibles. (X 480)
- 21: Mycorhize marron à sa base et orange aux extrémités, à distribution monopodiale. Le mycélium extramatriciel orange est très abondant, on distingue un gros rhizomorphe bien structuré, ramifié, long et attaché à la mycorhize.
- 22: Coupe transversale de l'ectomycorhize précédente. Le manteau est très épais et plectenchymateux, le réseau de Hartig bien développé s'étend sur 3 couches de cellules corticales. Les tannins sont présents. (X 480).
- 23: A gauche et en haut de la photo : mycorhize orange et dichotomique, le mycélium extramatriciel est peu abondant, il est absent à la base au diamètre plus réduit de l'ectomycorhize, il est sous forme de touffe à l'extrémité. A droite et en bas de la photo : mycorhize simple marron, avec des reflets brun jaune. Le mycélium extramatriciel est peu abondant, la base de l'ectomycorhize est dépourvue de mycélium.
- 24: Coupe transversale de la mycorhize dichotomique précédente : le manteau fongique est épais et plectenchymateux, le réseau de Hartig se développe sur les 2 premières assises cellulaires du parenchyme cortical. L'assise à tannin est importante. (X 480).
- 25: Coupe transversale de la mycorhize simple précédente : le manteau épais est pseudo-parenchymateux, le réseau de Hartig se développe sur plusieurs couches cellulaires et les tannins sont assez abondants. (X 480).
- 26: Mycorhize marron à sa base et orange aux extrémités. Elle est à distribution dichotomique, le mycélium extramatriciel est abondant sous différentes formes. A la base de l'ectomycorhize, il est sous forme d'hyphes fins retenant des particules de sol, à son extrémité il est sous forme cotonneux. On distingue un gros rhizomorphe blanc.
- 27: Coupe transversale de la mycorhize précédente. Le manteau est très épais et pseudo-parenchymateux, le réseau de Hartig s'immisce entre 3 à 4 couches cellulaires. La couche à tannins est importante. (X 440).
- 28: Mycorhize marron à orange, à distribution dichotomique. Le mycélium extramatriciel est peu abondant, il est formé d'hyphes fins blancs et courts retenant des petites particules de sol bien adhérentes à la mycorhize. Située sur le même axe et à droite de la mycorhize précédente, cette ectomycorhize est simple, marron et longue, le mycélium extramatriciel est peu abondant, formé d'hyphes fins retenant des particules de sol formant des agglomérats caractéristiques.
- 29: Coupe transversale de la mycorhize dichotomique précédente : le manteau fongique est épais et pseudo-parenchymateux, le réseau de Hartig bien développé entoure les cellules de plusieurs couches de l'assise corticale, les cellules à tannins sont assez présentes. (X 440).
- 30: Coupe transversale de la mycorhize simple précédente : le manteau est épais et pseudo-parenchymateux, le réseau de Hartig se développe sur 2 à 3 assises cellulaires et la couche à tannins est bien visible. (X 440).

**31:** Mycorhize marron foncé, simple et longue, le mycélium extramatriciel, peu abondant, est localisé surtout à son extrémité sous forme d'une petite touffe blanchâtre. La partie basale de l'ectomycorhize, au diamètre réduit, est dépourvue de manteau.

**32:** Coupe transversale de la mycorhize précédente. Le manteau est très épais pseudo-parenchymateux, il présente des ornementations. Le réseau de Hartig s'étend sur 2 assises corticales, on observe une petite couche de cellule à tannins. (X 480).





## **Etude de la biodiversité des micro-organismes symbiotiques chez le Pin noir (*Pinus nigra* subsp. *mauretanica*) au Djurdjura**

### **RESUME**

La stabilité et le fonctionnement des écosystèmes terrestres sont essentiellement dépendants de la composition des peuplements végétaux. La dynamique des végétaux est fortement liée au développement de la composante tellurique, notamment les micro-organismes symbiotiques. L'objectif principal de cette étude était de dresser un inventaire des mycorhizes naturelles du pin noir du Maghreb.

Les expérimentations ont porté sur trois axes principaux : i) l'inventaire des ectomycorhizes du pin noir à l'état naturel dans trois stations du Djurdjura ; ii) l'inventaire des mycorhizes de *Pinus nigra* dans deux pépinières et enfin, iii) le suivi de la mycorhization de jeunes plants après plantation dans une parcelle expérimentale dans le Djurdjura. Les résultats indiquent que : i) en milieu naturel, la mycorhization du pin noir est une réalité écologique. Une grande variété de types mycorhiziens a été observée ; soixante-quinze morphotypes ont été répertoriés sur trois stations, où se développe le pin noir ; ii) en pépinière, le pin noir peut se mycorhizer en utilisant un inoculum naturel provenant de son aire d'origine et des sites où il végète. Une grande richesse en morphotypes a été ainsi observée. Cette diversité augmente avec l'âge des plants. Un phénomène de succession et/ou d'addition des symbiotes fongiques a été observé ; et iii) la survie des plants après transplantation est en relation étroite avec l'infection mycorhizienne. Au moment de la plantation, les jeunes pins noirs présentaient un système mycorhizien fonctionnel avec un taux d'infection mycorhizienne supérieur à 80%. Plus de 50% des morphotypes introduits appartiennent au groupe morphologique fonctionnel C. Les ectomycorhizes de ce groupe présentent un mycélium extramatriciel développé, ce qui assurerait un contact important et rapide entre les racines courtes absorbantes et le sol et garantirait ainsi un démarrage rapide des plants, quelque soit les conditions du milieu. Ceci a permis d'éviter l'essentiel de la crise de transplantation. On constate aussi que les souches introduites ont régressé au profit des souches indigènes. Ce qui démontre un impact minimal de ces dernières sur la communauté locale.

**Mots-clés :** Pin noir, Ectomycorhizes, Etat naturel, Pépinière, Plantation, Djurdjura

## **Study of symbiotic microorganisms' biodiversity of the Black pine (*Pinus nigra* subsp. *mauretanica*) in the Djurdjura**

### **ABSTRACT**

The stability and functioning of terrestrial ecosystems are largely dependent on the composition of plant communities. The dynamics of plants is strongly linked to the development of land-based component, including the symbiotic microorganisms.

The main objective of this study was to develop an inventory of natural mycorrhiza of maghrebian black pine.

The experiments focused on three main areas: i) inventory in black pine ectomycorrhizas in its natural state in three stations of Djurdjura mountain; ii) inventory of *Pinus nigra* mycorrhizae in two nurseries and finally, iii) monitoring of mycorrhizal seedlings after planting in an experimental plot in the Djurdjura.

The results indicate that: i) in the wild, mycorrhization of black pine is an ecological reality. A wide variety of mycorrhizal types was observed; seventy five morphotypes were listed on three stations, where black pine grow; ii) in nursery, black pine can be mycorrhized using natural inoculum from its original area and sites where it vegetates. A great richness in morphotypes was well observed. This diversity increases with age of plants. A phenomenon of succession and / or addition of fungal symbionts was observed; and iii) plant survival after transplantation is closely related to mycorrhizal infection.

At planting time, young black pines had a functional mycorrhizal system with mycorrhizal infection rates above 80%. More than 50% of the introduced functional morphological morphotypes belong to group C. Ectomycorrhizae of this group have an extramatricial mycelium developed, which would ensure a significant and rapid contact between the absorbing short roots and soil, thus ensuring a fast start seedlings, regardless of environmental conditions. This has avoided much of the transplant crisis. We also note that the introduced strains declined in favor of the indigenous strains, demonstrating minimal impact of these on the local community.

**Keywords:** black pine, Ectomycorrhizae, Natural State, Nursery, Plantation, Djurdjura