

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE  
MINISTRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE



UNIVERSITÉ BATNA 1 – EL HADJ LAKHDAR

INSTITUT DES SCIENCES VETERINAIRES ET DES SCIENCES  
AGRONOMIQUES



## THESE

Présentée en vue de l'obtention du diplôme de

DOCTORAT EN SCIENCES AGRONOMIQUES

**Option**  
*Foresterie*

Présentée par

Mr. BENSACI Oussama Ali

*THEME*

**DIVERSITE ET BIOPROSPECTION DES MYCOBIONTES  
ENDOPHYTES ASSOCIEES AUX PHYTOTAXONS  
CARACTERISTIQUES DES MASSIFS DE BELEZMA ET DES  
AURES**

Devant la commission du jury constituée par:

**Mr BENTOUATI Abdallah:** Professeur, Université Batna 1

**Mr HARZALLAH Daoud:** Professeur, Université Ferhat Abbas, Sétif 1

**Mr DERRIDJ Arezki:** Professeur, Université Mouloud Maameri, Tizi-Ouzou

**Mr KAABECHE Mohamed:** Professeur, Université Ferhat Abbas, Sétif 1

**Mme LOMBARKIA Nadia:** Professeur, Université Batna 1

**Président**

**Directeur de thèse**

**Examineur**

**Examineur**

**Examinatrice**

Année Universitaire 2015 / 2016

## **DEDICACES**

*A la mémoire de mes parents...*

*A la mémoire de Mr Belbahri et de Mr Sellami...*

*A la mémoire de Mr Messaoudène...*

*A ma famille*

*A mon enseignant, Pr. LAMMARI Malik, qui m'a vraiment marqué par sa gentillesse et son esprit scientifique inestimables...*

**Oussama**

## **REMERCIEMENTS**

Je remercie avant tout Allah le tout puissant de m'avoir accordé patience, force et volonté pour aboutir à ce jour déterminant de ma carrière.

Ce modeste document est le fruit d'un travail qui ne fut jamais l'œuvre d'une seule personne. C'est pourquoi j'exprime ma gratitude à tous ceux ayant contribué, de près ou de loin, dans la réalisation de ce projet.

J'adresse mes vifs remerciements, et en premier lieu, à mon directeur de thèse, Mr **Harzallah Daoud**, professeur à l'Université Ferhat Abbas (Sétif 1) pour sa patience et ses conseils et surtout pour ses sa confiance et ses précieux encouragements, car il n'a jamais cessé de me pousser afin que je puisse terminer ce travail.

J'exprime également toute ma gratitude à Mr **Bentouati Abdallah**, professeur à l'Université Batna 1 pour m'avoir fait l'honneur de présider la commission du jury.

Mes respectueux remerciements vont de même, à Mr **Derridj Arezki**, professeur à l'Université Mouloud Maameri, Tizi-Ouzou; à Mr **Kaabeche Mohamed**, professeur à l'Université Ferhat Abbas (Sétif 1) ainsi qu'à Mme **Lombarkia Nadia**, professeur à l'Université Batna 1, pour avoir accepté d'examiner et d'évaluer mon travail, j'en suis ainsi très honoré.

Ma reconnaissance particulière est adressée à l'ensemble du personnel travaillant au CABI's science centre, Egham (Royaume-Uni) pour les efforts considérables et le temps consacré pour l'identification des isolats fongiques obtenus, ainsi qu'à Mr **Trevor Nicholls**, directeur général de CAB International pour toutes les facilités et les logistiques techniques.

Merci également à Mme **Elizabeth Arnold**, professeur agrégé à l'Université de l'Arizona (USA) pour son aide précieuse et pour les efforts consacrés à l'élaboration du projet « *Dimensions of Biodiversity of Endophytes* » dont le présent travail fait partie.

Je souhaite remercier également le directeur du Parc National de Bélezma, Mr **Abderrahmani Said**, ainsi, et en particulier, le personnel du secteur Hamla: **Gaagaa Karim**, **Bala Belabess**, **Said Bouhamla** pour les facilités et le temps consacré à la réalisation des sorties même en profondeur de la forêt.

J'adresse ma profonde reconnaissance à Mr **Boukerker Hassane**, attaché de recherche au CSTR, Biskra, qui fut mon accompagnateur pionnier du terrain et pour ces précieux encouragements.

Mes vifs remerciements sont adressés à Mr **Beghami Yassine**, Maître de conférences à l'Université Batna 1, pour ses encouragements incessants et son aide précieuse, ces corrections ainsi que les informations fournies à propos surtout des sites prospectés dans le massif des Aurès.

Enfin, un très grand merci à mes collègues et amis: **Noui Yassine**, **Beghami Riadh**, **Lekbir Adel**, **Rouabah Abdelhak**, **Samir Merdaci**, **Samir Abdelaziz**, **Mansouri Ali**, **Gouaref Kamel** et **Laabasi Ayache (Samir)** ainsi que **Rabhi Khellaf**.

*Mes profonds et respectueux remerciements...*





## TABLE DES MATIERES

LISTE DES TABLEAUX .....	i
LISTE DES FIGURES .....	iv
LISTE DES PRINCIPALES ABREVIATIONS .....	vii

### CHAPITRE I. INTRODUCTION ET REVUE BIBLIOGRAPHIQUE

I.1. INTRODUCTION .....	1
I.2. APERÇU BIBLIOGRAPHIQUE SUR LES CHAMPIGNONS ENDOPHYTES .....	4
I.2.1. Historique et définitions .....	4
I.2.2. Nature du système symbiotique plante-mycosymbiotes .....	6
I.2.3. Diversité des champignons endophytes .....	8
I.2.3.1. Classe I .....	9
I.2.3.2. Classe II .....	10
I.2.3.3. Classe III .....	10
I.2.3.4. Classe IV .....	11
I.3. Occurrence et rôles écologiques dans les écosystèmes forestiers tempérés .....	11
I.4. Etudier les mycobiontes endophytes.. quels liens avec l'aménagement forestier ? .....	15
I.5. Objectifs et hypothèses de l'étude .....	16

### CHAPITRE II. EXPLORATION DE LA DIVERSITE DES CHAMPIGNONS ENDOPHYTES DU FEUILLAGE CHEZ QUELQUES PHYTOTAXONS CARACTERISTIQUES DES MASSIFS DE BELEZMA ET DES AURES

II.1. Introduction .....	17
II.2. Matériels et méthodes .....	18
II.2.1. Plantes-hôtes prospectées .....	18
II.2.2. Stations prospectées .....	18
II.2.3. Modalité de l'échantillonnage .....	19
II.2.3.1. Stérilisation superficielle des feuilles .....	19
II.2.3.2. Segmentation des feuilles .....	22
II.2.3.3. Mise en culture .....	22
II.3. Identification des mycotaxons .....	24
II.4. Fréquences de colonisation et indice de similarité .....	25
II.5. Influence de la saisonnalité et de la situation géographique sur l'infection endophyte .....	25
II.6. Caractérisation moléculaire et phylogénétique de quelques mycotaxons endophytes .....	26
II.6.1. Préservation des cultures .....	26
II.6.2. Préparation des cultures pour l'extraction de l'ADN .....	27
II.6.3. Extraction de l'ADN Fongique .....	27
II.6.3.1. Procédure .....	27
II.6.4. Amplification de l'ADN fongique par PCR .....	28
II.6.4.1. Procédure .....	30
II.6.4.2. Purification des fragments amplifiés .....	31
II.6.5. Séquençage des fragments amplifiés .....	31
II.6.6. Alignement et analyses phylogénétiques .....	31
II.7. Analyses des données .....	31
II.8. Résultats .....	32
II.8.1. Diversité de la mycoflore endophyte associée aux aiguilles de <i>Cedrus atlantica</i> dans le massif de Belezma .....	39
II.8.1.1. Résultats .....	39
II.8.1.2. Analyses phylogénétiques du taxon <i>Lophodermium</i> sp. BCAB212 .....	45
II.8.1.3. Discussion .....	47
II.8.2. Diversité de la mycoflore endophyte des feuilles de <i>Juniperus oxycedrus</i> dans les monts Chelaalaa et Boumerzoug (Massif de Belezma) .....	50

II.8.2.1. Résultats .....	50
II.8.2.2. Analyse phylogénétique du taxon <i>Arthrinium arundinis</i> AM262395 .....	52
II.8.2.3. Discussion .....	53
II.8.3. Diversité de la mycoflore endophyte associée aux feuilles de <i>Quercus ilex</i> dans les massifs de Belezma et des Aurès .....	55
II.8.3.1. Résultats .....	55
II.8.3.2. Analyse phylogénétique du taxon <i>Apiognomonina quercina</i> (= <i>Discula quercina</i> ) CBAS12 .....	60
II.8.3.3. Discussion .....	62
II.8.4. Diversité de la mycoflore endophyte associée aux feuilles de <i>Fraxinus xanthoxyloides</i> dans les massifs de Bélezma et des Aurès .....	66
II.8.4.1. Résultats .....	66
II.8.4.2. Discussion .....	73
<b>CHAPITRE III. BIOPROSPECTION DES CHAMPIGNONS ENDOPHYTES: INDICATION DU STATUT PHYTOSANITAIRE DES CEDRAIES PROSPECTEES DE BELEZMA</b>	
III.1. Aperçu bibliographique .....	77
III.2. Les mycobiontes endophytes et le déterminisme du statut phytosanitaire des cédraies dans massif de Bélezma: cas de <i>Lophodermium cedrinum</i> .....	79
III.2.1. Introduction .....	79
III.2.2. Analyses du statut étiologique et biotique de <i>L. cedrinum</i> dans son milieu naturel .....	81
III.2.2.1. Matériels et Méthodes .....	81
III.2.2.1.1 Analyse de l'incidence des formes asymptomatiques et symptomatiques de <i>L. cedrinum</i> .....	81
III.2.2.1.2. Densité des structures reproductrices de <i>L. cedrinum</i> au niveau des aiguilles de <i>C. atlantica</i> .....	82
III.2.2.1.3. Morphométrie des structures reproductrices téléomorphes de <i>L. cedrinum</i> .....	83
III.2.3. Analyses des données .....	84
III.2.4. Résultats .....	86
III.2.5. Discussion .....	94
III.3. Etude de quelques paramètres cultureux et morphophysologiques des isolats de <i>L. cedrinum</i> sous conditions contrôlées .....	101
III.3.1. Analyse des traits cultureux et morphologiques des mitospores .....	101
III.3.2. Analyse de quelques activités enzymatiques chez les deux biotypes de <i>L. cedrinum</i> .....	101
III.3.2.1. Activité protéolytique .....	102
III.3.2.2. Activité cellulolytique .....	102
III.3.2.3. L'activité pectinolytique .....	103
III.3.3. Analyses des données .....	104
III.3.4. Résultats .....	105
III.3.5. Discussion .....	108
III.4. Bioécologie hypothétique de la maladie du rouge cryptogamique chez le cèdre de l'Atlas .....	110
III.5. Monographie de <i>Lophodermium cedrinum</i> .....	114
CONCLUSION GENERALE .....	121
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES .....	125
ANNEXES .....	147

## Liste des tableaux

	Page
Tableau 1. Critères symbiotiques utilisés pour caractériser les différentes classes des mycoendophytes...	10
Tableau 2. Quelques données relatives aux échantillonnages des feuilles effectués entre 2009 et 2013 ...	23
Tableau 3. Récapitulation des différentes procédures de la stérilisation superficielle optées pour les feuilles des phytotaxons étudiés .....	24
Tableau 4. Les amorces utilisées pour l'amplification spécifiques des unités génomique de l'ADNr à partir des extraits initiaux des ADN fongiques.....	30
Tableau 5. Composition spécifique de la mycoflore endophyte associée aux feuilles des phytotaxons prospectés au niveau des massifs de Belezma et des Aurès .....	33
Tableau 6. Fréquences de colonisation (FC%) des aiguilles de <i>Cedrus atlantica</i> prélevées des trois stations du massif de Belezma, par les principaux mycotaxons endophytes identifiés .....	41
Tableau 7. Fréquences de colonisation (%) en fonction de la saison, des aiguilles de <i>Cedrus atlantica</i> par les champignons endophytes et moyennes annuelles pour les stations étudiées .....	42
Tableau 8. Fréquences de colonisation (FC%) des aiguilles de <i>Juniperus oxycedrus</i> prélevées de deux sites du massif de Belezma, par les mycotaxons endophytes identifiés .....	51
Tableau 9. Fréquences de colonisation (FC%) des feuilles de <i>Quercus ilex</i> prélevées des cinq stations des massifs de Belezma et des Aurès ; par les champignons endophytes détectés .....	57
Tableau 10. Indice de similarité de Jaccard, calculé pour les différents sites prospectés pour la diversité de la mycoflore endophyte des feuilles de <i>Quercus ilex</i> .....	58
Tableau 11. Fréquences de colonisation (FC%) par les champignons endophytes chez les feuilles (limbes, nervures centrales et pétioles) de <i>Fraxinus xanthoxyloides</i> prélevées de trois stations prospectées dans les massifs de Belezma et des Aurès .....	67
Tableau 12. Indices écologiques et estimateurs de diversité, calculés pour les mycoflores endophytes caractérisées au niveau des feuilles de <i>Fraxinus xanthoxyloides</i> prélevées des trois stations étudiées .....	72
Tableau 13. Importance numérique des fructifications sexuées et asexuées de <i>Lophodermium cedrinum</i> développées sur les aiguilles de <i>Cedrus atlantica</i> échantillonnées directement sur l'arbre (non sénescentes) et à partir de la litière (sénescentes) à travers les stations étudiées. ....	88
Tableau 14. Analyse de la variance à deux facteurs démontrant la variabilité du nombre d'hystérothécies de <i>L. cedrinum</i> par aiguille de <i>C. atlantica</i> .....	88
Tableau 15. Analyse de la variance à deux facteurs démontrant la variabilité du nombre de conidiomata de <i>L. cedrinum</i> par aiguille de <i>C. atlantica</i> .....	89
Tableau 16. Analyse de la variance à deux facteurs démontrant la variabilité de la longueur des hystérothécies de <i>L. cedrinum</i> détectées sur les aiguilles de <i>C. atlantica</i> .....	90
Tableau 17. Analyse de la variance à deux facteurs démontrant la variabilité de la longueur des asques de <i>L. cedrinum</i> sur les aiguilles de <i>C. atlantica</i> .....	90
Tableau 18. Analyse de la variance à deux facteurs démontrant la variabilité de la longueur des ascospores de <i>L. cedrinum</i> sur les aiguilles de <i>C. atlantica</i> .....	91
Tableau 19. Quelques aspects macroscopiques et microscopiques des colonies issues des formes endophytes-asymptomatiques (FNS) et symptomatiques (FS) de <i>Lophodermium cedrinum</i> (anamorphe = <i>Labrella cedrina</i> ) sur trois milieux de culture .....	105

<b>Tableau 20.</b> Statut enzymatique des isolats asymptomatiques (FNS) et symptomatiques (FS) de <i>Lophodermium cedrinum</i> (anamorphe = <i>Labrella cedrina</i> ) pour les trois sites étudiés .....	106
<b>Tableau a1.</b> Statut de l'infection des fragments d'aiguilles de <i>C. atlantica</i> par les principaux mycotaxons endophytes caractérisés (station de Dj. Tougurt) .....	155
<b>Tableau a2.</b> Statut de l'infection des fragments d'aiguilles de <i>C. atlantica</i> par les principaux mycotaxons endophytes caractérisés (station de Dj. Bordjem) .....	157
<b>Tableau a3.</b> Statut de l'infection des fragments d'aiguilles de <i>C. atlantica</i> par les principaux mycotaxons endophytes caractérisés (station col Telmet) .....	159
<b>Tableau a4.</b> Statut de l'infection des fragments foliaires de <i>Q. ilex</i> par les différents mycotaxons endophytes caractérisés (station de Dj. Tougurt) .....	161
<b>Tableau a5.</b> Statut de l'infection des fragments foliaires de <i>Q. ilex</i> par les différents mycotaxons endophytes caractérisés (station de Dj. Boumerzoug) .....	162
<b>Tableau a6.</b> Statut de l'infection des fragments foliaires de <i>Q. ilex</i> par les différents mycotaxons endophytes caractérisés (station de Djerma) .....	163
<b>Tableau a7.</b> Statut de l'infection des fragments foliaires de <i>Q. ilex</i> par les différents mycotaxons endophytes caractérisés (station de Dj. Chelia) .....	164
<b>Tableau a8.</b> Statut de l'infection des fragments foliaires de <i>Q. ilex</i> par les différents mycotaxons endophytes caractérisés (station de Dj. Khaled) .....	165
<b>Tableau a9.</b> Statut de l'infection des différentes parties foliaires de <i>F. xanthoxyloides</i> par les différents mycotaxons endophytes caractérisés (station de Dj. Tougurt) .....	166
<b>Tableau a10.</b> Statut de l'infection des différentes parties foliaires de <i>F. xanthoxyloides</i> par les différents mycotaxons endophytes caractérisés (station de Djerma) .....	169
<b>Tableau a11.</b> Statut de l'infection des différentes parties foliaires de <i>F. xanthoxyloides</i> par les différents mycotaxons endophytes caractérisés (station Cherchar) .....	172
<b>Tableau a12.</b> Statut de l'infection des fragments d'aiguilles de <i>J. oxycedrus</i> par les principaux mycotaxons endophytes caractérisés (station de Dj. Boumerzoug) .....	175
<b>Tableau a13.</b> Statut de l'infection des fragments d'aiguilles de <i>J. oxycedrus</i> par les principaux mycotaxons endophytes caractérisés (station de Dj. Chelaalaa) .....	175
<b>Tableau a14.</b> Statut de l'infection des fragments foliaires d' <i>E. bupleuroides</i> subsp. <i>luteola</i> par les différents mycotaxons endophytes caractérisés (station Cherchar) .....	176
<b>Tableau a15.</b> Statut de l'infection des fragments foliaires d' <i>E. bupleuroides</i> subsp. <i>luteola</i> par les différents mycotaxons endophytes caractérisés (station Dj. Chelia) .....	176
<b>Tableau a16.</b> Statut de l'infection des fragments foliaires d' <i>A. herba-alba</i> par les différents mycotaxons endophytes caractérisés (station Dj. Bou Kezzèz) .....	177
<b>Tableau a17.</b> Statut de l'infection des fragments foliaires d' <i>A. herba-alba</i> par les différents mycotaxons endophytes caractérisés (station Djerma) .....	177
<b>Tableau a18.</b> Nombres totaux des fructifications sexuées (hystérothécies) et asexuées (conidiomata) de <i>L. cedrinum</i> recensées sur les aiguilles prélevées sur pied (SP) et sénescents prélevées de la litière (Lit) de <i>C. atlantica</i> prélevées des trois stations étudiées du massif de Bélezma .....	178
<b>Tableau a19.</b> Longueur et largeur ( $\mu\text{m}$ ) des hystérothécies de <i>L. cedrinum</i> mesurées au niveau des	

aiguilles prélevées sur pied (SP) et sénescents prélevées de la litière (Lit) au niveau des stations étudiées du massif de Bélezma .....	179
<b>Tableau a20.</b> Longueur des asques ( $\mu\text{m}$ ) mesurée à plusieurs reprises au niveau de l'hyménium de <i>L. cedrinum</i> sur aiguilles prélevées sur pied (SP) et sénescents prélevées de la litière (Lit) de <i>C. atlantica</i> au niveau des stations étudiées du massif de Bélezma .....	180
<b>Tableau a21.</b> Longueur des ascospores ( $\mu\text{m}$ ) mesurée à plusieurs reprises au niveau de l'hyménium de <i>L. cedrinum</i> sur aiguilles prélevées sur pied (SP) et sénescents prélevées de la litière (Lit) de <i>C. atlantica</i> au niveau des stations étudiées du massif de Bélezma .....	182

## Liste des figures

	Page
<b>Figure 1.</b> Cartes montrant la richesse taxonomique interpolée des champignons telluriques du globe ...	5
<b>Figure 2. A.</b> Coupe transversale dans un spécimen fossilisé montrant des cellules du cortex radulaire d' <i>Astromyelon</i> sp. densément infectées par des hyphes de <i>Cashhickia acuminata</i> .....	6
<b>Figure 2. B.</b> Couche d'hyphes enroulés du mycoendophyte <i>Neotyphodium coenophialum</i> entre la couche de l'aleurone et le tégument d'une graine de fétuque .....	6
<b>Figure 3.</b> Schéma représentant l'hypothèse de l'antagonisme équilibré entre la virulence de l'endophyte et les réponses défensives de la plante, il en résulte ainsi une colonisation fongique asymptomatique .....	8
<b>Figure 4.</b> Localisation géographique des stations d'échantillonnage dans le massif de Bélezma	20
<b>Figure 5.</b> Localisation géographique des stations d'échantillonnage dans le massif des Aurès	21
<b>Figure 6.</b> Schématisation de l'ADN ribosomique des Eumycètes. Les flèches représentent les amorces employées dans l'amplification des régions spécifiques ITS1, ITS2 et de l'unité génomique 18S des champignons endophytes isolés .....	29
<b>Figure 7.</b> Statut taxonomique global des champignons endophytes isolés à partir des feuilles des six phytotaxons étudiés .....	38
<b>Figure 8.</b> Statut taxonomique des champignons endophytes isolés à partir des aiguilles de <i>Cedrus atlantica</i> dans les stations prospectées du massif de Belezma .....	40
<b>Figure 9.</b> Variation des fréquences de colonisation (%) des aiguilles de <i>C. atlantica</i> par les principaux champignons endophytes en fonction de la saison dans le massif de Belezma .....	42
<b>Figure 10.</b> Courbes de raréfaction pour la composition spécifique des champignons endophytes isolés sur aiguilles de <i>C. atlantica</i> au niveau des trois sites (A: été. B: automne. C: hiver et D: printemps) .....	43
<b>Figure 11.</b> Analyse factorielle des correspondances, montrant les associations des champignons endophytes à l'égard des sites échantillonnés (seuls quelques mycotaxons sont représentés) .....	44
<b>Figure 12.</b> Dendrogramme phylogénétique élaboré à partir de la comparaison des séquences des unités ITS1, 5.8S et ITS2 du mycotaxon endophyte BCAB212 (référé morphologiquement à l'espèce <i>Lophodermium cedrinum</i> ) avec celles des autres mycotaxons phylogénétiquement convergents – Méthode UPGMA .....	45
<b>Figure 13.</b> Dendrogramme phylogénétique élaboré à partir de la comparaison des séquences des unités ITS1, 5.8S et ITS2 du mycotaxon endophyte BCAB212 (référé morphologiquement à l'espèce <i>Lophodermium cedrinum</i> ) avec celles des autres mycotaxons phylogénétiquement convergents – méthode Neighbor-joining .....	46
<b>Figure 14.</b> Statut taxonomique des champignons endophytes isolés à partir des aiguilles de <i>Juniperus oxycedrus</i> dans les deux sites étudiés du massif de Belezma .....	51
<b>Figure 15.</b> Dendrogramme phylogénétique élaboré à partir de la comparaison des séquences des unités ITS1 et ITS2 <i>Arthrinium</i> BELZ220 avec d'autres taxons du même genre, isolés à partir de divers substrats selon la méthode statistique Neighbor-joining accompagnée d'un test Bootstrap à 1000 réplifications et le modèle de substitution Jukes-Cantor .....	52
<b>Figure 16.</b> Statut taxonomique des champignons endophytes isolés à partir des feuilles de <i>Quercus ilex</i> échantillonnées des cinq stations localisées dans les massifs de Belezma et des Aurès .....	56
<b>Figure 17.</b> Diversité de la mycoflore endophyte (nombre de mycotaxons) caractérisée chez les feuilles	

de <i>Quercus ilex</i> au niveau des cinq stations prospectées .....	58
<b>Figure 18.</b> Variation des fréquences de colonisation (%) par trois mycotaxons endophytes en fonction du site de prélèvement des feuilles de <i>Quercus ilex</i> .....	59
<b>Figure 19.</b> Analyse factorielle des correspondances des assemblages mycoendophytes caractérisés chez la partie foliaire de <i>Q. ilex</i> par apport aux sites prospectés .....	60
<b>Figure 20.</b> Dendrogramme phylogénétique élaboré à partir de la comparaison des séquences des unités ITS1 et ITS2 de <i>Discula quercina</i> CBAS12 isolé des feuilles de <i>Quercus ilex</i> échantillonnées des massifs de Belezma et des Aurès, avec d'autres Gnomoniaceae par la méthode statistique Neighbor joining accompagnée d'un test Bootstrap à 1000 répliquions et le modèle de substitution Jukes-Cantor. ....	61
<b>Figure 21.</b> Statut taxonomique des champignons endophytes isolés à partir des feuilles de <i>Fraxinus xanthoxyloides</i> échantillonnées à partir des stations localisées dans les massifs de Belezma et des Aurès .....	66
<b>Figure 22.</b> Fréquences de colonisation des mycotaxons endophytes selon la partie foliaire de <i>Fraxinus xanthoxyloides</i> à partir de laquelle ils furent isolés .....	69
<b>Figure 23.</b> Variation du nombre moyen des isolats fongiques caractérisés sur les différentes parties foliaires de <i>Fraxinus xanthoxyloides</i> en fonction du site de prélèvement .....	70
<b>Figure 24.</b> Analyse factorielle des correspondances illustrant la répartition des mycotaxons endophytes selon la partie foliaire infectée de <i>F. xanthoxyloides</i> pour les trois sites étudiés .....	71
<b>Figure 25.</b> Incidences des formes asymptomatiques (endophytes ou FNS) et symptomatiques (FS) des isolats de <i>L. cedrinum</i> isolés des aiguilles de <i>C. atlantica</i> durant une année d'investigation sur les trois sites étudiés du massif de Bélezma .....	87
<b>Figure 26.</b> Variation de la longueur moyenne des hystérothécies de <i>Lophodermium cedrinum</i> détectées sur aiguilles non-sénescents (N-S) et sénescents (S) de <i>Cedrus atlantica</i> au niveau des stations prospectées .....	89
<b>Figure 27.</b> Droites de régression linéaire démontrant la variabilité corrélative entre la longueur de l'aiguille de <i>C. atlantica</i> et l'intensité de la fructification sexuée de <i>L. cedrinum</i> .....	92
<b>Figure 28.</b> Graphique des corrélations variables / facteurs. L-SP, longueur des ascospores, L-ASQ ; longueur des asques ; L-HYS, longueur des hystérothécies ; W-HYS, largeur des hystérothécies. ....	93
<b>Figure 29.</b> Représentation graphique de l'analyse factorielle discriminante obtenue à partir des variables explicatives attribuées aux traits des structures reproductrices téléomorphes de <i>L. cedrinum</i> provenant des trois stations prospectées du massif de Belezma .....	94
<b>Figure 30.</b> Représentation des résultats issus de l'analyse MDS pour les formes asymptomatiques ou endophytes (FNS) et symptomatiques (FS) de <i>Lophodermium cedrinum</i> provenant des trois sites étudiés. ....	107
<b>Figure 31.</b> Cycle hypothétique de la maladie du rouge cryptogamique ( <i>Needle-cast</i> ) du cèdre de l'Atlas induit par <i>Lophodermium cedrinum</i> .....	111
<b>Figure 32.</b> Cycle hypothétique de la maladie du rouge cryptogamique ( <i>Needle-cast</i> ) du cèdre de l'Atlas induite par <i>Lophodermium cedrinum</i> au niveau de la station de Tougurt qui se caractérise par une période symptomatique plus prolongée et une phase d'infection primaire raccourcie .....	113
<b>Figure 33.</b> Signes et symptômes du rouge cryptogamique ( <i>Needle-cast</i> ) observés sur les aiguilles de <i>C. atlantica</i> .....	116
<b>Figure 34.</b> Histologie de l'infection d'une aiguille de <i>C. atlantica</i> par <i>Lophodermium cedrinum</i> .....	118



<b>Figure 35. A.</b> Coupe transversale d'une hystérothécie de <i>Lophodermium cedrinum</i> formée sur aiguille du cèdre de l'Atlas .....	120
<b>Figure 35.B.</b> Asques de <i>L. cedrinum</i> contenant des ascospores filamenteux caractéristiques disposés en spirales.....	120
<b>Figure 35.C.</b> Ascospores de <i>L. cedrinum</i> .....	120
<b>Figure a1.</b> Aspect macroscopique des colonies de quelques mycotaxons endophytes isolés de la fraction foliaire des différents phytotaxons étudiés .....	184
<b>Figure a2.</b> Exemples sur quelques mycotaxons endophytes anamorphes isolés des différentes plantes prospectées I.....	185
<b>Figure a3.</b> Exemples sur quelques mycotaxons endophytes anamorphes isolés des feuilles des différentes plantes prospectées II.....	186
<b>Figure a4.</b> Exemples sur des mycotaxons endophytes isolés des feuilles des plantes prospectées III .....	187
<b>Figure a5.</b> Exemples sur des mycotaxons endophytes isolés des feuilles des plantes prospectées IV.....	188
<b>Figure a6.</b> Exemples sur des mycotaxons endophytes aux formes levuroïdales isolés à partir des feuilles d' <i>Euphorbia bupleuroides</i> subsp. <i>luteola</i> .....	189
<b>Figure a7.</b> L'antracnose du chêne vert induite par <i>Apiognomonina quercina</i> .....	190
<b>Figure a8.</b> Spécimen de l'armoise blanche ( <i>Artemisia herba-alba</i> ) .....	195
<b>Figure a9.</b> Dendrogramme phylogénique du genre <i>Artemisia</i> .....	195
<b>Figure a10.</b> Dépérissement massif de la cédraie de Dj. Bordjem (photo personnelle) .....	196
<b>Figure a11.</b> A droite: Aiguilles de <i>C. atlantica</i> avec un aspect glabrescent (il s'agit probablement de la sous-espèce <i>glauca</i> ; à gauche : graine (G) et jeune plant de cèdre (PC) – versant Nord du col Talmat ....	196
<b>Figure a12.</b> Dendrogramme phylogénique issu de l'analyse de l'ADN extrachromosomique des différentes espèces appartenant au genre <i>Cedrus</i> .....	197

## Liste des principales abréviations

OTU	operational taxonomic units
DSE	dark septate endophytes
AIA	acide 3-indolacétique
Dj.	djebel
GSM	global system for mobile communications
PDA	potato dextrose agar
MEA	malt extract agar
FC	fréquence de colonisation
J	indice de similarité de Jaccard
CABI	centre for agricultural bioscience international
ADN	acide désoxyribonucléique
PDB	potato dextrose broth
Tris-HCl	tris(hydroxyméthyl)aminométhane hydrochloride
EDTA	acide éthylène diamine tétraacétique
SDS	dodécylsulfate de sodium
DEPC	diéthylpyrocarbonate
<i>Taq</i>	<i>Thermus aquaticus</i>
PCR	polymerase chain reaction
ITS	internal transcribed spacer
ADNr	AND ribosomique
NS	non-transcribed spacer
dNTP	désoxyribonucléotides
NCBI	national center of biotechnology information
BLAST	basic local alignment search tool
AFC	analyse factorielle des correspondances
NA	numéro d'accèsion
LSD	least significative difference
UPGMA	
EF1- $\alpha$	facteur d'élongation $\alpha$ 1
AFD	analyse factorielle discriminante
FNS	formes asymptomatiques
FS	formes symptomatiques
CZDA	Czapek dox agar
CMA	cornmeal agar
CMC-Na	carboxyméthylcellulose sodium
IACR	index de l'activité cellulolytique relative
CTAB	hexadécyl-triméthyl-ammonium bromide
MDS	multidimensional scaling

# **CHAPITRE I**

## **INTRODUCTION ET REVUE BIBLIOGRAPHIQUE**

## **I.1. Introduction**

Les flux de l'énergie est la base de tout fonctionnement écologique des écosystèmes naturels. Les plantes sont ainsi les premiers activateurs biologiques de ces flux car elles sont non seulement considérées comme organismes biogénérateurs et convertisseurs de l'énergie mais également comme ossature fondamentale et initiale du flux des nutriments entre les différents acteurs biologiques impliqués dans la dynamique et la productivité de ces écosystèmes.

Les particularités qui marquent ainsi le statut morphophysologique et génétique des végétaux les ont rendues relativement adaptés aux divers changements de leur environnement (SCHULZ *et al.* 2005). Cependant, même si cette adaptation est issue de divers mécanismes physiologiques et qui peuvent résulter d'une réponse de « prédisposition » ou « d'induction » à l'égard des fluctuations environnementales, il est primordial de rappeler que les symbioses élaborées entre ces organismes autotrophes et d'autres organismes (typiquement microbiens) sont profondément impliquées dans l'ampleur et la qualité d'une telle adaptation (TORRES et WHITE 2010).

Les systèmes dits « symbiotiques » bien qu'ubiquistes, marquent en premier lieu le règne des *Plantae*. En effet, bon nombre de phytotaxons offrent une multitude d'exemples et de modèles comme le phytoparasitisme, le saprophytisme, le mutualisme ainsi que le phyto-commensalisme. Parmi ces modèles symbiotiques, les systèmes mutualistes et phytoparasitaires ont été exhaustivement étudiés sur plusieurs échelles de connaissance, à l'instar des symbioses rhizobiennes, actinorhiziennes et mycorhiziennes, ou encore sur le plan étologique et interactionnel.

Par ailleurs, le système endophyte ou « endophytique » fut l'objet d'une multitude de travaux focalisés dans l'aspect biologique, physiologique, génétique et surtout écologique. Cela a conduit vers une approche « traditionnelle » quand à la compréhension de ce système du fait que nous partons d'un concept de « protection » ou « bénéfice réciproque » entre le partenaire végétal et le partenaire microbien. Cependant, cette vision s'est reléguée progressivement car actuellement, le système endophyte est plus compliqué qu'on le croyez auparavant.

Les champignons endophytes comptent parmi les groupes symbiotiques microbiens les plus diversifiés sur le plan spécifique et fonctionnel (STONE *et al.* 2004; RODRIGUEZ *et al.* 2009) Ces organismes peuvent jouer des rôles déterminants dans la performance de leurs plantes-hôtes et par conséquent, la structure et la dynamique des communautés végétales des

différents biotopes terrestres à travers divers mécanismes protecteurs et améliorateurs du statut physiologique des phytobiontes. Toutefois, il est à apostropher que ces mycobiontes peuvent également être à l'origine des altérations qui peuvent affecter négativement la croissance, le développement, la reproduction et surtout la santé du végétal, ce qui suggère une reconsidération des études de ces symbioses menées majoritairement sur l'aspect mutualiste.

Si les études portant sur les systèmes mycoendophytes chez les phytotaxons du continent Européen et Américain sont multiples, elles sont en revanche relativement insignifiantes en Asie et se font rares dans la région Nord-Africaine, pourtant cette dernière est marquée par une biodiversité végétale très importante et des biotopes fragiles. Seules quelques études initiales ont été réalisées afin de caractériser la diversité de la mycoflore endophyte; ce fut le cas ainsi pour le cèdre de l'Atlas, *Cedrus atlantica* (Endl.) G. Manetti ex Carrière (BENSACI 2007; HARZALLAH *et al.* 2009) et le blé dur, *Triticum durum* Desf. (MANSOURI 2011; SADRATI *et al.* 2013) alors que d'autres études visaient essentiellement à démontrer les activités biologiques à savoir insecticide, antimicrobienne ou antioxydante chez le blé dur (SADRATI *et al.* 2013), le laurier rose, *Nerium oleander* L. (BENSACI *et al.* 2013) et chez l'euphorbe de Nice, *Euphorbia bupleuroides* subsp. *luteola* (Kralik) Maire (BENSACI *et al.* 2015).

C'est dans ce contexte là que se justifie cette étude, qui vise d'abord à caractériser la diversité de la mycoflore endophyte associée aux différents phytotaxons caractéristiques des massifs de Bélezma et des Aurès, à savoir: le cèdre de l'Atlas (*C. atlantica* / Pinaceae); le genévrier oxycèdre (*Juniperus oxycedrus* L. / Cupressaceae); le chêne vert (*Quercus ilex* L. / Fagaceae) ainsi que le frêne dimorphe [*Fraxinus xanthoxyloides* (G. Don) DC. / Oleaceae]; l'euphorbe de Nice (*Euphorbia bupleuroides* subsp. *luteola* / Euphorbiaceae) et l'armoise blanche (*Artemisia herba-alba* Asso. / Asteraceae). Une importance a été donnée aux analyses phylogénétiques de quelques mycotaxons identifiés par voie moléculaire (après amplification des acides nucléiques et séquençage).

Par ailleurs, une bioprospection particulière a été menée en étudiant le modèle symbiotique Cèdre de l'Atlas (phytobionte) / *Lophodermium cedrinum* (mycobionte) et les liens éventuels de sa dynamique et du statut étiologique du champignon avec l'état phytosanitaire des cédraies étudiées dans le massif de Bélezma.

Ce document récapitule le bilan issu d'une série d'études menées entre 2009 et 2013. Il est structuré ainsi en une étude bibliographique; une partie expérimentale qui comprend deux parties principales: l'exploration de la diversité mycoendophyte chez les phytotaxons précités et la bioprospection de l'assemblage *C. atlantica* / *L. cedrinum*, et enfin ; une conclusion générale jumelée aux recommandations relatives au sujet traité.

## I.2. Aperçu bibliographique sur les champignons endophytes

### I.2.1. Historique et définitions

Le terme « endophyte<sup>1</sup> » fut introduit initialement par DE BARY (1866) pour désigner les organismes qui vivent à l'intérieure des tissus de la plante. Ainsi, KIRK *et al.* (2008) mentionnèrent dans le *Dictionary of the Fungi* que ce terme est utilisé avec diverses approches générant ainsi une certaine confusion et ambiguïté. D'après son sens général, il inclut un ensemble d'organismes typiquement microbiens: des champignons (y compris ceux impliqués dans les symbioses mycorrhiziennes) mais également des procaryotes (y compris les « Rhizobies » et l'actinomycète *Frankia* Brunchorst). Ceci résulte au fait que la considération de l'organisme en question se réfère à son « internalisation » dans le végétal-hôte (WILSON 1995).

Au cours des deux dernières décennies, certains auteurs ont proposé quelques définitions plus ou moins complexes de l'organisme endophyte (CARROLL 1986; PETRINI 1991; KOBAYASHI et PALUMBO 2000; STONE *et al.* 2000).

A partir des arguments de WENNSTRÖM (1994) stipulant que les endophytes (procaryotes ou champignons) partagent un trait caractéristique illustré par une vie menée pratiquement à l'intérieure de la plante et ne génèrent aucune manifestation pathologique, WILSON (1995) donna une conception logique et scientifique du terme, énonçant que les endophytes sont des champignons ou bactéries qui infectent et envahissent les tissus internes des végétaux courant une période partielle ou entière de leurs cycles biologiques sans induire des symptômes apparents sur leurs hôtes, c'est pourquoi nous qualifions cette modalité d'infection du végétal comme « asymptotique ». Il est impératif de rappeler que cette définition n'est plus restreinte à l'échelle de la localisation de l'organisme endophyte en question dans la plante-hôte, mais elle concerne également la nature de l'infection, comme il a été évoqué précédemment.

Nous déduisons ainsi que les champignons endophytes (ou mycobiontes endophytes) représentent une part importante de la mycoflore du globe terrestre, eut égard à leurs associations biotrophiques qui impliquent exclusivement un partenaire végétal, producteur primaire, mais également parce que la diversité spécifique des plantes et des partenaires

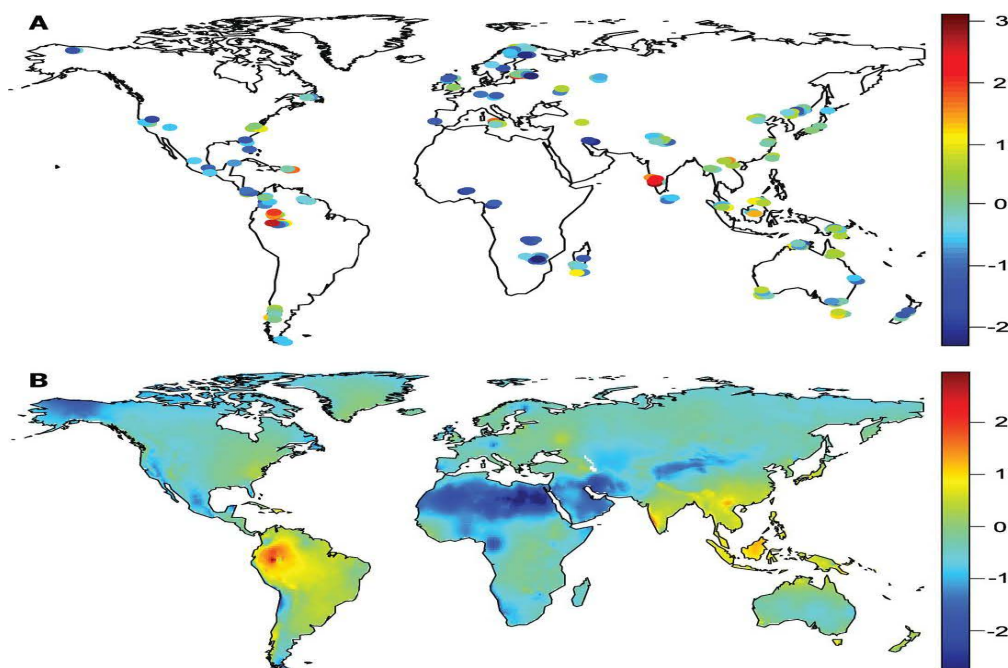
---

<sup>1</sup> Sur le plan étymologique, le mot « endophyte » signifie « à l'intérieure de la plante » (Gr. *Endon* = à l'intérieure, *phyton* = plante).



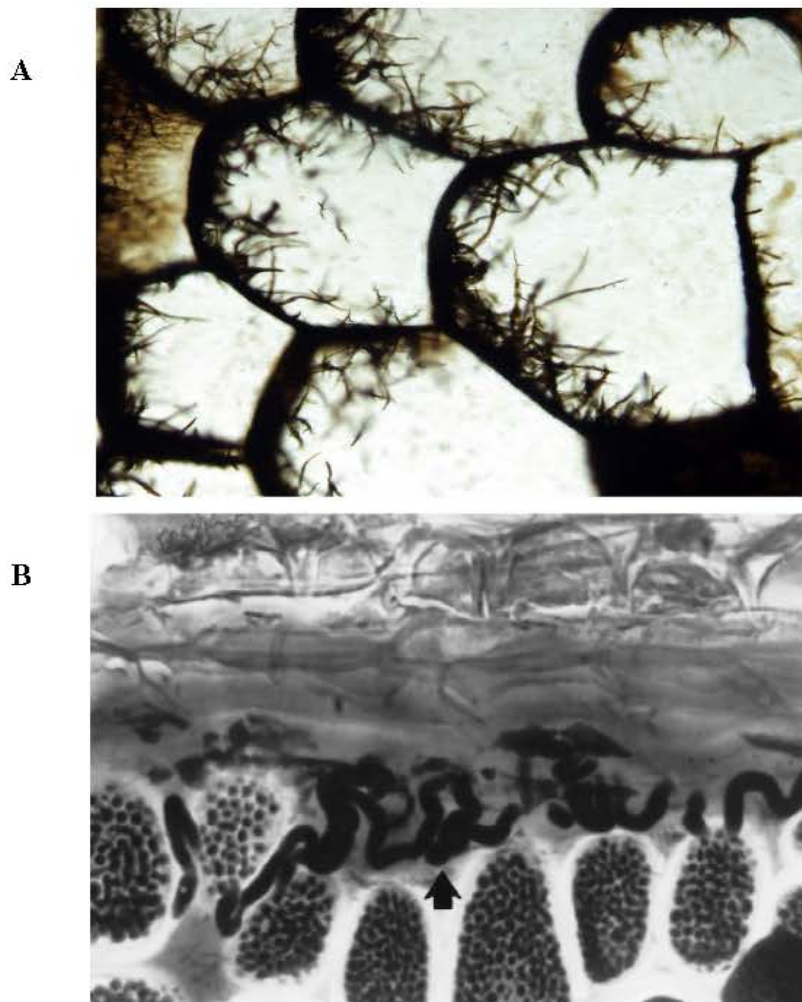
fongiques peuvent aboutir à une diversité spécifique et fonctionnelle de ces derniers (BLACKWELL 2011). C'est pourquoi il est estimé que l'exploration de la diversité mycologique sur une échelle mondiale est largement influencée par l'étude des assemblages fongiques au niveau des différents biotopes (figure 1).

Sur le plant paléontologique, il s'est avéré difficile de situer chronologiquement les associations plantes/champignons endophytes dans le cadre mutualistique, même si des études menées récemment ont démontré que les associations les plus ancestrales datent du dévonien (400 à 450 millions d'années) après plusieurs examens portés sur les spécimens fossilisés, comme ceux prélevés du gisement paléobotanique de la *Rhynie chert* en Ecosse (TAYLOR *et al.* 2003; KERP et HASS 2004; Taylor et KRINGS 2005; TAYLOR *et al.* 2006; KRINGS *et al.* 2007; TAYLOR *et al.* 2015). Selon KRINGS *et al.* (2012) cette difficulté résulte du fait qu'en examinant les spécimens fossiles, il est pratiquement impossible de caractériser ou de distinguer l'état endophyte du saprophyte chez le champignon observé, même s'il est internalisé dans le végétal. En plus, il est difficile de déterminer l'état dans lequel la plante est infectée, est-elle en pleine croissance ? en état de sénescence ou en état de décomposition ?



**Figure 1.** Cartes montrant la richesse taxonomique interpolée de tous les champignons telluriques du globe. **(A)** Zones d'échantillonnage. **(B)** Richesse taxonomique interpolée des champignons basés sur l'algorithme IDW (*Inverse Distance Weighting*) et selon les précipitations moyennes annuelles. Les différentes couleurs représentent la richesse résiduelle de l'OTU (*Operational Taxonomic Units*) de tous les champignons du globe selon la profondeur du séquençage (TEDERSOO *et al.* 2014. Sous permission de l'AAAS).

Actuellement, peu sont les spécimens fossiles qui montrent l'infection fongique plus ou moins de nature endophyte des tissus végétaux, c'est le cas par exemple des fougères arborescentes fossiles *Psaronius* sp. et *Pecopteris* sp. (TAYLOR *et al.* 2015) et d'*Astromyelon* sp. (Sphenophyta, Equisetales, Calamitaceae) densément infecté par les hyphes de *Cashhickia acuminata* nov. gen. et sp. (figure 2A) (TAYLOR *et al.* 2012, TAYLOR *et al.* 2015) ainsi que les phytotaxons *Amyelon radicans* Will. (BACON et HILL 1996 in PURAHONG et HYDE 2011) et *Nothia aphylla* Lyon ex El-Saadawy et Lacey. (KRINGS *et al.* 2007).



**Figure 2.** A : coupe transversale dans un spécimen fossilisé montrant des cellules du cortex racinaire d'*Astromyelon* sp. densément infectées par des hyphes de *Cashhickia acuminata* (barre = 100  $\mu$ m) (TAYLOR *et al.* 2012). B: Couche d'hyphes enroulées du mycoendophyte *Neotyphodium coenophialum* entre la couche de l'aleurone et le tégument d'une graine de fêtuque (x2500) (STONE *et al.* 2004).

Photos reproduites sous permission d'Elsevier.

### I.2.2. Nature du système symbiotique plante-mycosymbiotes

La nature biologique de l'association plantes-champignons endophytes est un sujet principal qui compte parmi les questions contemporaines et fondamentales focalisées dans la

compréhension des interactions élaborées entre la communauté végétale et les microorganismes.

Il est considéré actuellement que ce système symbiotique est beaucoup plus complexe compte tenu de certains éléments bioécologiques fondamentaux qui régissent son fonctionnement, c'est pourquoi l'endophytisme des champignons est qualifié comme un *continuum* d'interactions avec les plantes-hôtes (SAIKKONEN *et al.* 1998). A ce titre, les interactions et la nature de la symbiose élaborée entre les mycoendophytes et leurs plantes-hôtes ont été traitées exhaustivement dans les articles de SAIKKONEN *et al.* (1998) et de SCHULZ et BOYLE (2005).

Traditionnellement, il est évident que le système mycoendophytes-plantes illustre un mutualisme eut égard au flux bidirectionnel des nutriments et de l'énergie entre les symbiontes, et il en résulte donc une image classique d'un système à bénéfice réciproque (flux des photosynthétats et protection spatiale de la part du phytobionte au profit du champignon qui assure à son tour, et en contre partie, l'amélioration des performances biotiques de son partenaire autotrophe). Cependant, l'extension de certaines études récentes vers plusieurs assemblages mycoendophytes-plantes dans divers écosystèmes ont laissé suggérer que les interactions régissant ce système symbiotique peuvent basculer entre antagonisme et mutualisme. C'est dans ce contexte que SAIKKONEN *et al.* (1998) ont estimé qu'une vision plus globale de l'écologie et de l'évolution des endophytes ainsi que leurs plantes-hôtes est nécessaire pour comprendre la nature de ce système.

Il est constaté, en effet, que beaucoup de mycotaxons endophytes demeurent asymptomatiques, alors que d'autres peuvent changer de comportement trophique, notamment vers un régime saprophyte et parallèlement à l'évolution naturelle liée par exemple à la saisonnalité physiologique de leurs plantes-hôtes (sénescence, fin de cycle biologique, décomposition des résidus organiques), mais également ils peuvent virer à l'aspect phytopathogénique, engendrant ainsi des symptômes et/ou des signes (externalisation par sporulation) et dans ce cas, ils sont considérés comme des pathogènes quiescents ou latents (CARROLL 1986, CARROLL 1988; ROMERO *et al.* 2001; PHOTITA *et al.* 2004; SCHULZ et BOYLE 2005).

Plusieurs sont les hypothèses qui visent à expliquer la nature de l'interaction plante-mycoendophyte compte tenu à la complexité sur diverses échelles de ce système symbiotique (SCHULZ *et al.* 1999; SAIKKONEN *et al.* 2004; SCHULZ et BOYLE 2005). L'une des plus



Il en résulte ainsi une hyperdiversité de la mycoflore endophyte au niveau des différents écosystèmes terrestres. Il faut signaler qu'à l'opposé des champignons mycorrhiziens, la diversité spécifique des champignons endophytes ne peut guère présenter des tendances de spécificité à l'échelle des taxons, là encore il ne s'agit pas de groupes fongiques particuliers, car la quasi-totalité des mycotaxons du règne des Fungi sont endophytes. Il s'agit essentiellement des membres du phylum Ascomycota ou de leurs anamorphes, ainsi que des Basidiomycota, des Zygomycota et quelques Oomycota (SINCLAIR et CERKAUSKAS 1996; GUO *et al.* 2001) alors que pratiquement aucun Plasmodiophoromycota ou Myxomycota ou autre organisme fongiforme<sup>2</sup> n'a pu être détecté chez les plantes comme endophyte.

La diversité des champignons endophytes fut traitée est revue par STONE *et al.* (2000, 2004), RODRIGUEZ *et al.* (2009) et par MISHRA *et al.* (2014). Nous constatons également que la caractérisation des groupes endophytes est basée surtout sur le groupe végétal infecté, la modalité de l'infection et de la répartition (colonisation) des tissus de l'hôte ainsi que le mode de transmission au sein de la communauté végétale.

Il est admis que les champignons endophytes sont rangés dans deux principaux groupes : les Balansieae et les non-Balansieae (MISHRA *et al.* 2014), mais actuellement, la catégorisation de RODRIGUEZ *et al.* (2009) est désormais la plus approuvée au sein de la communauté scientifique (MISHRA *et al.* 2014; TAYLOR *et al.* 2015), de plus, elle est basée sur certains critères relatifs à la gamme d'hôtes, les tissus colonisées, la nature de la colonisation et la biodiversité au sein des phytotaxons, les modes de transmission ou encore les bénéfices résultant de l'association (tableau 1) (RODRIGUEZ *et al.* 2009). Nous pouvons la récapituler comme suit:

#### **1.2.3.1. Classe I**

Elle renferme un petit groupe de taxons appartenant à la famille des Clavicipitaceae (phylum des Ascomycota) étroitement liés sur le plan phylogénique, fastidieux sur le plan technique (cultures difficilement obtenues) et spécifiquement pour certaines Poaceae. Il s'agit du premier groupe étudié depuis la fin du 19<sup>ème</sup> siècle en Europe par GUERIN (1898), HANAUSEK (1898) et VOGL (1898). Les anamorphes *Neotyphodium* spp. sont les représentants typiques de ce groupe, même si les formes sexuées peuvent être signalées sur les végétaux infectés,

---

<sup>2</sup> Le terme « fongiforme » est donné aux organismes appartenant aux règnes des PROTOZOA et des CHROMISTA, qui partagent des traits fongiques avec les EUMYCETES. Car on considère que le groupe des champignons au sens large du terme est hétérogène et polyphylétique.



notamment les genres *Epichloë* (Fr.) Tul. & C. Tul. et *Balansia* Speg. (dont l'anamorphe est *Ephelis* Fr.) (STONE *et al.* 2004).

**Tableau 1.** critères symbiotiques utilisés pour caractériser les différentes classes de mycoendophytes (RODRIGUEZ *et al.* 2009. Sous permission de Wiley)

Critères	Clavicipitacées		Non-Clavicipitacées	
	Classe I	Classe II	Classe III	Classe IV
Gamme d'hôtes	Restreinte	Large	Large	Large
Tissus colonisés	Pousses, rhizomes	Pousses, racines et rhizomes	Pousses	Racines
Colonisation <i>in planta</i>	Extensive	Extensive	Limitée	Extensive
Biodiversité <i>in planta</i>	Faible	Faible	Haute	Inconnue
Transmission	Verticale et horizontale	Verticale et horizontale	Horizontale	Horizontale
Fitness bénéficiée	NHA <sup>(*)</sup>	NHA et HA	NHA	NHA

<sup>(\*)</sup> NHA: adaptation non-dépendante de l'habitat. HA: adaptation dépendante de l'habitat.

### 1.2.3.2. Classe II

Elle comprend une large gamme de mycotaxons appartenant au groupe dicaryotique prédominé par les Ascomycota et d'un degré moindre, les Basidiomycota. Ceux du premier phylum sont rangés dans le groupe des Pezizomycotina avec plusieurs classes alors que ceux du 2<sup>ème</sup> sont représentés par quelques Agaricomycotina et des Pucciniomycotina (RODRIGUEZ *et al.* 2009). Capables d'initier des infections extensives, ces endophytes sont transmis par le tégument de la graine ou par les rhizomes, enregistrant également des taux de colonisation de 90 à 100 % surtout pour les végétaux qui se développent dans des environnements extrêmes. *Phoma* sp. fut le 1<sup>er</sup> mycotaxon étudié chez *Calluna vulgaris* Hull. par RAYNER en 1915.

### 1.2.3.3. Classe III

Dont les membres se distinguent par une colonisation exclusive des parties aériennes de la plante-hôte et une transmission horizontale, c'est-à-dire entre individus, ainsi que par la formation d'infections très restreintes et localisées dans les tissus du végétal. Les membres sont très diversifiés notamment au niveau des feuilles de plantes ligneuses en zones tropicales (ARNOLD *et al.* 2000). Ce groupe est également rencontré sur les parties aériennes des plantes

non-vasculaires, les conifères, ou encore sur des angiospermes ligneux ou herbacés (RODRIGUEZ *et al.* 2009). D'après ARNOLD et LUTZONI (2007) les fréquences d'infection, la richesse et la diversité des membres de ce groupe dépendent étroitement du gradient latitudinal, en allant des zones tropicales et équatoriales où l'on enregistre une grande diversité, comparativement aux zones arctiques de la toundra ou les forêts boréales.

#### **I.2.3.4. Classe IV**

Il s'agit d'un groupe particulier de champignons qui infectent les racines, découvert par MERLIN (1922). Ils sont marqués par une pigmentation noirâtre. MERLIN leur a donné le nom descriptif « *mycelium radicus astrovirens* » ou encore les « pseudo-mycorhizes » à cause de la confusion avec les champignons mycorhiziens. Actuellement ces champignons sont connus sous le nom de « *Dark Septate Endophytes* » (DSE) ou endophytes bruns cloisonnés. La pigmentation des hyphes et surtout des cloisons, la formation des microsclérotés et la colonisation spécifique des racines, font de ces mycoendophytes un groupe particulier dont les membres sont affiliés au phylum des Ascomycota mais avec des formes conidiennes ou stériles. Les DSE sont souvent rencontrés chez les espèces forestières des régions boréales et tempérées, ou chez celles des étages alpins et subalpins, et parfois en zone tropicale (JUMPPONEN 2001). Parmi les taxons qui furent l'objet d'études exhaustives, figurent *Phialocephala dimorphospora* Courtois, *P. fortinii* C.J.K. Wang & H.E. Wilcox et *Leptodontidium orchidicola* Sigler & Currah.

Des informations plus détaillées sur la bioécologie, la phylogénie et les rôles écologiques des groupes fongiques précités sont disponibles dans la revue synthétique de RODRIGUEZ *et al.* (2009).

### **I.3. Occurrence et rôles écologiques dans les écosystèmes forestiers tempérés**

La diversité et l'abondance des champignons endophytes au sein des phytotaxons des différents écosystèmes forestiers ont été largement étudiées et analysées à l'échelle écologique et fonctionnelle (ARNOLD 2002; OSONO 2006; HELANDER *et al.* 2007; ARNOLD 2007; SAIKKONEN 2007; SIEBER 2007; KERNAGHAN et PATRIQUIN 2011; SURYANARAYANAN *et al.* 2011; COSTA *et al.* 2012).

Pour ceux qui prédominent la physionomie des écosystèmes forestiers en zones tempérées, bon nombre de travaux furent réalisés en la matière, entre autres, figurent des Gymnospermes



Pinacées appartenant aux genres *Abies* Mill. (CARROLL et CARROLL 1978; SIEBER-CANAVESI *et al.* 1991), *Cedrus* Trew (BENSACI 2007; HARZALLAH *et al.* 2009; QUADRI *et al.* 2013) *Picea* A. Dietr. (CARROLL et CARROLL 1978; BUTIN 1986; STEFANI et BERUBE 2006) *Pinus* L. (LEGAULT *et al.* 1989; SIEBER *et al.* 1999; BOTELLA et DIEZ 2011), *Pseudotsuga* Carrière (CARROLL et CARROLL 1978; HOFF *et al.* 2004), *Tsuga* Carrière (CARROLL et CARROLL 1978; SCHAIBLE *et al.* 2015), et *Larix* Mill. (DOBRANIC *et al.* 1995; KAUFMAN *et al.* 2006), Taxacées pour le genre *Taxus* L. (STROBEL *et al.* 1996; XIONG *et al.* 2013), les Cupressacées du genre *Cupressus* L. (SOLTANI et HOSSEYNI MOGHADDAM 2015) *Calocedrus* Kurz et *Thuja* L. (PETRINI et CARROLL 1981) *Sequoia* Endl. (ROLLINGER et LANGENHEIM 1993) et *Juniperus* L. (KUSARI *et al.* 2009; GHERBAWY et ELHARIRY) ou encore des Angiospermes feuillus tels que les Fagacées avec les genres *Fagus* L. (SIEBER et HUGENTOBLE 1987; SAHASHI *et al.* 1999; DANTI *et al.* 2002; OSONO et MORI 2003) et *Quercus* L. (PETRINI et FISHER 1990; PEÑUELAS *et al.* 2012; LAU *et al.* 2013) ainsi que des Bétulacées (KOWALSKI et GAJOSEK 1998; BARENGO *et al.* 2000).

Les champignons endophytes jouent sans doute des rôles primordiaux et extrêmement importants dans la performance biotique de leurs plantes-hôtes et dans les fonctionnements écologiques des écosystèmes forestiers (HYDE et SOYTONG 2008). Ceci peut être justifié par le fait que la symbiose plantes-endophytes est majeure mais surtout eut égard à l'ubiquité et à la diversité des mycobiontes en question, conduisant à des impacts majeurs au sein des biotopes (ARNOLD *et al.* 2000; RUDGERS *et al.* 2004, 2005; ALBRECHTSEN *et al.* 2010).

Parmi ces champignons, il y a ceux qui sont réputés pour leur implication dans l'amélioration de la croissance et du statut physiologique de leurs plantes-hôtes notamment sous des conditions environnementales défavorables issues des facteurs abiotiques extrêmes, ou encore suite aux pressions biotiques nuisantes (herbivorie, phytophagie, phytoparasitisme et maladies engendrées...) (REDMAN *et al.* 2002; NAIR et PADMAVATHY 2014).

Les champignons endophytes sont considérés déjà comme biofacteurs améliorateurs de la croissance des plantes herbacées (MUCCIARELLI *et al.* 2003; ERNST *et al.* 2003; RODRIGUEZ *et al.* 2009). Cependant, les études menées sur les taxons associés aux plantes ligneuses ou forestières sont insignifiantes en nombre et en matière d'assemblages, essentiellement chez les Conifères (HIETALA *et al.* 1994) et les Feuillus (XIN *et al.* 2009). Il est primordial ainsi de mentionner que pratiquement les mycotaxons concernés se localisent typiquement au niveau de la partie racinaire de leurs plantes-hôtes, suggérant ainsi que la rhizosphère est un siège

incontournable des diverses interactions biotiques des végétaux avec divers groupes microbiens.

A titre d'exemple, une forme endophyte de *Rhizoctonia* DC. a été isolée à partir des racines de *Pinus sylvestris* L. par HIETALA *et al.* (1994). Ce mycotaxon est responsable de la croissance radiculaire équilibrée de la plante-hôte même suite à une infection par les champignons de fonte des semis (GRÖNBERG *et al.* 2006). Ainsi, la production et la libération par la forme endophyte de *Rhizoctonia* des composés analogues aux régulateurs de croissance appartenant au groupe des auxines (l'acide 3-indolacétique ou AIA) à partir du L-tryptophane fut démontrée par FURUKAWA *et al.* (1996).

D'autre part, il existe plusieurs mycotaxons endophytes capables de protéger leurs plantes-hôtes contre bon nombre de bioagresseurs et de stress abiotiques, c'est d'ailleurs l'un des domaines les plus traités par plusieurs spécialistes (CARROLL 1986; AZEVEDO *et al.* 2000; RIEDELL *et al.* 1991). Pour le cas des essences forestières, l'exemple typique illustre le rôle des champignons endophytes de la phyllosphère de certains sapins (*Abies* spp.) dans la protection de ces derniers contre les attaques de *Choristoneura fumiferana* (Clemens) (MILLER 1986) par la production de plusieurs métabolites secondaires dont l'effet insecticide (ou anti-appétant ou encore répulsif) est considérable. Par ailleurs, CARROLL (1986) suggéra que l'endophyte *Rhabdocline parkeri* Shrew est responsable des mortalités observées chez les insectes galligènes infestant le sapin de Douglas, *Pseudotsuga menziesii* (Mirb.) Franco, alors que MILLER (1986) démontra que les extraits de ce champignon inhibent les larves de *C. fumiferana*. Certains mycotaxons endophytes représentent des phases transitoires des formes entomopathogènes dont l'activité biologique vis-à-vis de certains insectes phytophages fut démontrée (VEGA *et al.* 2008).

Par ailleurs, les mycoendophytes peuvent être impliqués dans la protection de certaines essences forestières contre plusieurs maladies cryptogamiques par voie directe ou indirecte, c'est le cas de quelques mycotaxons associés à l'écorce et dont la présence en quantités importante contribue dans la protection des ormes (*Ulmus* spp.) contre la maladie hollandaise causée par *Ophiostoma ulmi* (Buisman) C. Moreau et *O. novo-ulmi* Brasier (WEBBER 1981; MARTIN *et al.* 2012) ou encore *Rhizoctonia* sp. induisant une résistance des plantules de *Picea abies* (L.) H. Karst. contre la pourriture radiculaire (GRÖNBERG *et al.* 2006). *Taxomyces andreanae* Strobel, A. Stierle, D. Stierle & W.M. Hess et *Pestalotiopsis microspora* (Speg.) Bat. & Peres, isolés des ifs américains *Taxus brevifolia* Nutt. et *T. wallachiana* Zucc.

respectivement, sont deux mycotaxons endophytes responsables de la production du taxol, composé antifongique qui inhibe la dépolymérisation des tubulines cellulaires des Oomycota (*Phytophthora*, *Pythium* et *Aphanomyces*) qui infectent ses Taxacées (STIERLE *et al.* 1993; STROBEL *et al.* 1996).

Si les champignons endophytes contribuent dans l'amélioration de la tolérance de diverses plantes herbacées vis-à-vis des situations de stress abiotiques (MALINOWSKI et BELESKY 2000; RODRIGUEZ *et al.* 2004) il en est de même pour certaines essences forestières (BAILEY *et al.* 2011; CURRIE *et al.* 2014; SHUBIN *et al.* 2014; YAN *et al.* 2015). Cependant, les connaissances relatives aux mécanismes physiologiques impliqués sont très limitées, même pour les bactéries endophytes (CARRELL et FRANK 2014).

Les champignons endophytes sont considérés comme des acteurs biologiques pionniers en terme de colonisation et de dégradation des tissus foliaires sénescents et du bois mort chez diverses essences forestières, un phénomène observé notamment chez les conifères. Cette activité entièrement différente du statut biotique de l'endophyte continue au niveau de la litière et donc ces mycobiontes peuvent être impliqués profondément dans les cycles biogéochimiques au niveau des écosystèmes forestiers (KOWALSKI 1988; CALDWELL *et al.* 2000; OSONO 2006; PRZYBYL *et al.* 2007; YUAN *et al.* 2011; YUAN et CHEN 2014). Ce changement de comportement trophique est en relation avec le statut qualitatif du substrat végétal mais les mécanismes impliqués n'ont pas été bien élucidés (DECKERT 2000).

D'autre part, les champignons endophytes peuvent devenir pathogènes, et s'avérer donc néfastes pour leurs hôtes. Ce phénomène de *shift* de la phase endophyte asymptomatique vers la phase symptomatique a été étudié chez plusieurs associations avec des espèces forestières en zones tempérées. C'est le cas notamment des anthracoses des chênes induites souvent par des mycotaxons endophytes de nature, comme *Apiognomonina quercina* (Kleb.) Höhn et *A. errabunda* (Roberge ex Desm.) Höhn [dont les anamorphes sont *Discula quercina* (Cooke) Sacc. et *D. umbrinella* (Berk. & Broome) B. Sutton, respectivement] (KOWALSKI 1991; RAGAZZI *et al.* 1999; MORICCA et RAGAZZI 2011) ou encore le syndrome connu sous le nom de « rouge cryptogamique » ou *needle-cast* des aiguilles des Pinacées, induit par les endophytes *Lophodermium* spp. (LANIER *et al.* 1965; MINTER 1981; BARKLUND 1987; CARROLL 1988; SUSKE et ACKER 1989; GAO *et al.* 2013) ainsi que la maladie des brûlures des pousses causée par *Sirococcus conigenus* (Pers.) P.F. Cannon & Minter (SMITH *et al.* 2003). Le changement du comportement endophyte vers l'aspect parasitaire pathogène inducteur de

symptômes a été attribué aux variations de l'environnement de la symbiose elle-même, suite par exemple à une fragilisation préalable du partenaire végétal conduisant à une virulence et une pathogénèse du champignon endophyte. Cet affaiblissement de la plante-hôte est marqué par une altération des mécanismes régulateurs de l'antagonisme équilibré (SCHULZ et BOYLE 2006). D'autre part, certains groupes fongiques endophytes sont considérés comme facteurs déclenchant du phénomène de dépérissement forestier (BUTIN et WAGNER 1985; SCHÜTT 1985; GIORDANO *et al.* 2009).

#### **I.4. Etudier les mycobiontes endophytes.. Quels liens avec l'aménagement forestier ?**

Si les champignons endophytes jouent des rôles incontournables dans l'amélioration des performances biotiques de leurs plantes-hôtes, ou encore, dans la dynamique du statut phytosanitaire des stations forestières (du fait qu'ils peuvent dévier entre l'aspect mutualiste et pathogénique), il est nécessaire d'accumuler les connaissances relatives à leur biologie, physiologie et écophysiologie, mais il est primordial de déterminer les facteurs qui régissent l'infection des essences forestières par ce groupe microbien et d'analyser l'ampleur de leur influence en relation avec la dynamique des peuplements.

Une telle étude portée sur les différents aspects bioécologiques et physiologiques des mycobiontes endophytes des essences forestières ou de façon plus globale, des phytotaxons forestiers, peut faciliter l'élaboration de nouvelles approches et stratégies d'aménagement forestier, et ceci peut être justifié par ce qui suit:

- Une ubiquité, une diversité taxonomique et fonctionnelle des champignons endophytes au niveau des écosystèmes forestiers, ce qui peut déterminer une diversité des habitats ou niches écologiques relatives à la symbiose en question;
- L'occurrence et la diversité des assemblages endophytes-plantes en milieu forestier sont majoritairement tributaires des facteurs abiotiques (climat, support pédologique...) et donc les changements et les fluctuations qui peuvent survenir suite aux variations de ces facteurs peuvent les influencer de même que pour les essences forestières *sensu stricto*. En effet, c'est à travers les réponses des essences forestières aux fluctuations des facteurs précités que nous pouvons déterminer et sélectionner les génotypes performants ou, à l'échelle macro-écologique, les stations stables et performantes sur le plan écologiques et surtout phytosanitaire (KRABEL *et al.* 2013);

- Les champignons endophytes peuvent être considérés comme des indicateurs écologiques des stations forestières, ce qui permet d'envisager des opérations sylvicoles bien ciblées: par exemple en effectuant des coupes convenables et adaptées aux situations rencontrées, conduire des programmes de régénérations bio-assistées, contrôle des semences et des plants issus d'une sélection préalablement fondée sur l'étude des mycoendophytes associées, destinés pour les boisements, les reboisements et les revégétalisation des terrains dégradés.

### **I.5. Objectifs et hypothèses de l'étude**

La présente étude vise trois principaux objectifs:

Déterminer et caractériser la diversité de la mycoflore endophyte associée au feuillage de six phytotaxons qui marquent le paysage forestier des massifs de Belezma et des Aurès, à savoir: le cèdre de l'Atlas (*Cedrus atlantica*); le chêne vert (*Quercus ilex*); le genévrier oxycèdre (*Juniperus oxycedrus*), le frêne dimorphe (*Fraxinus xanthoxyloides*); l'euphorbe de Nice (*Euphorbia bupleuroides* subsp. *luteola*) et l'armoise blanche (*Artemisia herba-alba*);

Etudier le statut fonctionnel de quelques endophytes à travers une bioprospection de certains taxons fongiques pour leurs potentialités indicatrices de l'état phytosanitaire des stations forestières étudiées, en focalisant un modèle à biointeraction bipartite: *Cedrus atlantica* / *Lophodermium cedrinum*;

A la lumière de cette étude, une série d'expériences sont menées afin de vérifier les hypothèses que nous énonçons comme suit:

(1) la diversité des champignons endophytes est influencée par la situation géographique de la station ainsi que par la saisonnalité.

(2) le comportement trophique de *L. cedrinum* peut être altéré, induisant ainsi des changements du statut phytosanitaire des cédraies de Belezma.

## **CHAPITRE II**

# **EXPLORATION DE LA DIVERSITE DES CHAMPIGNONS ENDOPHYTES DU FEUILLAGE CHEZ QUELQUES PHYTOTAXONS CARACTERISTIQUES DES MASSIFS DE BELEZMA ET DES AURES**

## II. EXPLORATION DE LA DIVERSITE DES CHAMPIGNONS ENDOPHYTES DU FEUILLAGE CHEZ QUELQUES PHYTOTAXONS CARACTERISTIQUES DES MASSIFS DE BELEZMA ET DES AURES

### II.1. Introduction

La diversité des champignons endophytes associés au feuillage a été exhaustivement étudiée chez bon nombre de phytotaxons qui caractérisent la physionomie des stations forestières en zones tempérées. Ainsi, les études ayant concerné certaines régions du pourtour méditerranéen et plus précisément les stations forestières situées sur la rive Nord sont surtout celles réalisées par FISHER *et al.* (1986); COLLADO *et al.* (1999); GONTHIER *et al.* (2006); RAGAZZI *et al.* (2001); DANTI *et al.* (2002); MACIA-VICENTE *et al.* (2008) ainsi que BOTELLA et DIEZ (2011). Par ailleurs, les prospections réalisées en Afrique du Nord sont rares et relativement récentes, portant en Algérie sur deux principales Pinacées: *Cedrus atlantica* (BENSACI 2007; HARZALLAH *et al.* 2009) et *Pinus halepensis* (LADJAL *et al.* 2013) tandis qu'au Maroc, seul l'étude de SADAKA et PONGE (2003) menée sur la diversité fongique associée à la litière et aux formes endophytes chez *Quercus rotundifolia* Lam., est documentée.

La végétation forestière méditerranéenne est marquée typiquement par une sclérophylle sempervirente, mais également par une diversité remarquable et surtout un taux d'endémisme élevé (MEDAIL et QUEZEL 1999) c'est pourquoi la zone du bassin méditerranéen est considérée comme l'une des principaux *hotspots* de la biodiversité mondiale (MEDAIL et QUEZEL 1997; MYERS *et al.* 2000). Algérie, à elle seule, dénombre 40 zones clés pour la biodiversité (DERNEGI 2010). Cette richesse spécifique en phytotaxons forestiers est normalement dynamisée et durabilisée par une richesse fonctionnelle dont les symbioses endophytes sont profondément impliqués (STONE *et al.* 2004; MORICCA et RAGAZZI 2008).

Dans ce contexte, nous avons mené une série de prospections qui portent sur la diversité des mycobiontes endophytes associés au feuillage de quelques plantes-hôtes caractéristiques des massifs de Belezma et des Aurès, deux zones particulièrement marquées par une biodiversité végétale au sein de divers habitats écologiques contrastés par l'influence des facteurs abiotiques (géomorphologiques, édaphiques, climatiques...) et biotiques. Cette série d'étude couvrit la période s'étalant de 2009 à 2013. Une considération est donnée aux facteurs spatio-temporaires qui peuvent influencer la diversité de ce groupe fongique au sein des phytotaxons prospectés.



## II.2. Matériels et méthodes

### II.2.1. *Plantes-hôtes prospectées*

Les phytotaxons prospectés pour l'étude de la diversité des mycobiontes endophytes sont des ligneux, représentés par deux Gymnospermes:

Le cèdre de l'Atlas: *Cedrus atlantica* (Endl.) G. Manetti ex Carrière

Le genévrier oxycèdre: *Juniperus oxycedrus* L.

Ainsi que deux angiospermes, à savoir:

Le chêne vert: *Quercus ilex* L.

Le frêne dimorphe: *Fraxinus xanthoxyloides* (G. Don) DC.

En plus, deux autres espèces herbacées ont été prospectées lors de notre étude. Il s'agit de l'euphorbe de Nice: *Euphorbia bupleuroides* subsp. *luteola* (Kralik) Maire ainsi que l'armoise blanche: *Artemisia herba-alba* Asso.

### II.2.2. *Stations prospectées*

Les feuilles des phytotaxons précités furent échantillonnées à multiples reprises entre Mars 2009 et Avril 2013 à partir de plusieurs sites circonscrits dans les massifs de Bélezma et des Aurès. Pour le massif de Bélezma, il s'agit de:

- Djebel Tougurt, culminant à une altitude 2094 m, principalement le site d'Ain Kerrouche;
- Col Telmet, à la limite Ouest de Kef Islane, culminant à 1860 m.
- Djebel Bordjem, culminant à environ 2020 m.
- Djebel Boumerzoug culminant à 1745 m, sur le bord Ouest du Ravin bleu ainsi que Ain Tichad.
- Djebel Chelaalaa, culminant à 1810 m, au niveau des déchera de Seguen et de M'sarat.
- Djebel Bou Kherchouch, juste à la limite Est du site de Bou Ikhfaoune (Djerma).
- Djebel Belkhez (Djerma)
- Djebel Bou Kezzèz, juste dans le site de Boukaaben (Oued Chaaba)

Alors qu'au niveau du massif des Aurès, les sites sont:

- Station de Cherchar, située entre la limite Est de Ain bel Achir (1834 m) et la limite Ouest de Djebel Temagoult (culminant à 1874 m).
- Djebel Khaled, juste à la limite Ouest où la localité dite « Chaabet Khalea » dans la région de Yabous.

- Djebel Chelia, culminant à 2328 m, dans le site d'El Ksour.

Les données relatives aux échantillonnages effectués et les stations concernées par les prélèvements sont mentionnées dans le tableau 2 et les figures 4 et 5.

### **II.2.3. Modalité de l'échantillonnage**

Les feuilles<sup>3</sup> ont été échantillonnées aléatoirement des différents phytotaxons étudiés. Il est à noter que les plantes échantillonnées ainsi que leurs feuilles prélevées, ne doivent présenter aucun symptôme ou signe d'une anomalie phytosanitaire. Les feuilles des phytotaxons étudiés doivent être entières, ne présentant aucune trace de piqures ou de blessures mécaniques qui indiquent une phyllophagie.

Une fois prélevées, les feuilles sont placées dans des sacs en papiers afin d'éviter l'évolution biologique des limbes (pourritures ou brunissements) à l'exception des aiguilles de *C. atlantica* et de *J. oxycedrus* pour lesquelles nous avons utilisé des sacs en plastique perforé de type « zip ». Les sacs sont numérotés et répertoriés, portant des données relatives aux conditions hygrothermiques de la canopée au moment de l'échantillonnage.

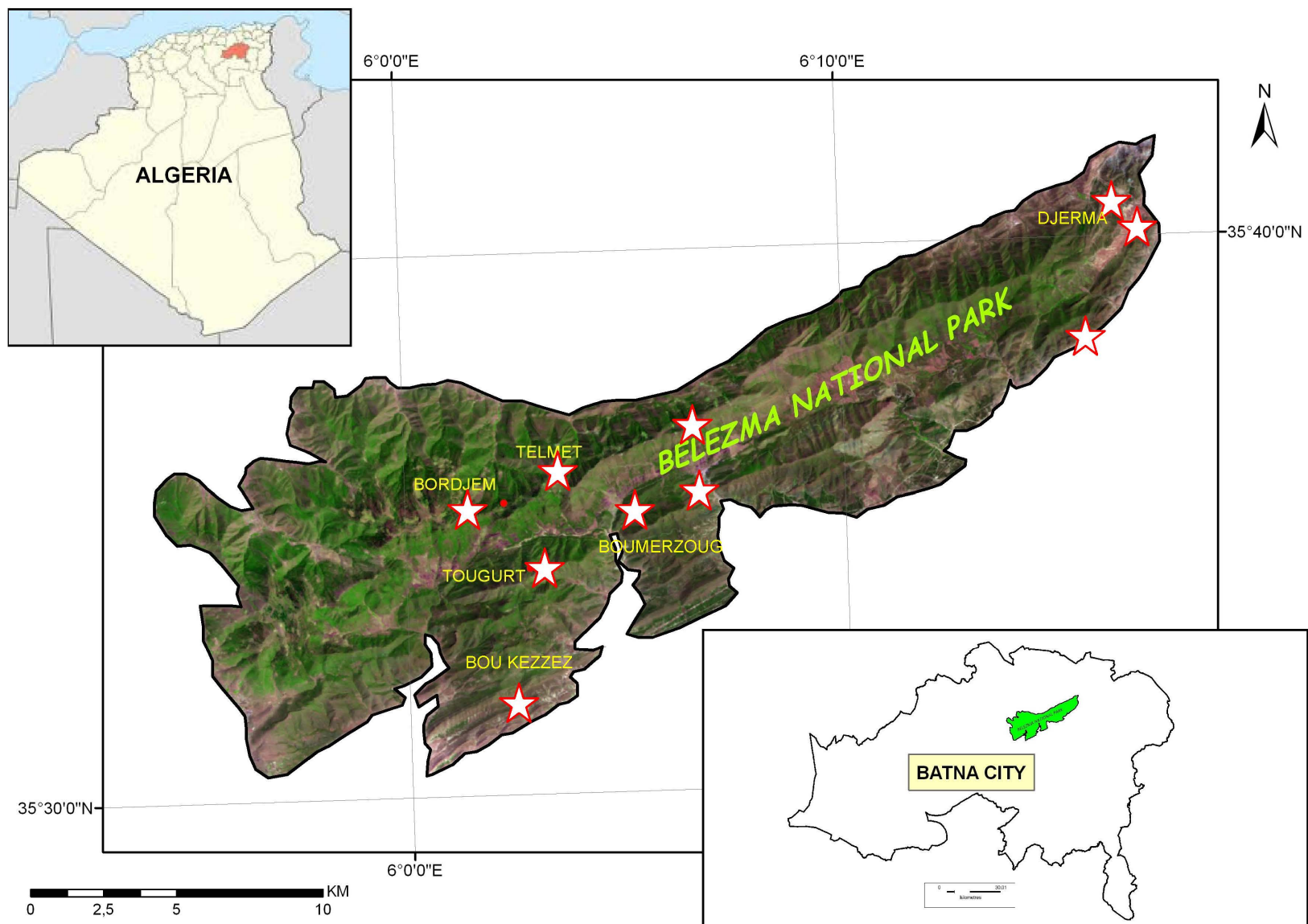
Les données hygrothermiques (température en °C et taux d'humidité en %) furent enregistrées *in situ* en utilisant un thermo-hygromètre électronique muni d'une cellule GSM (Dario Markenartikelvertrieb GmbH & Co.). Les sacs sont ensuite conservés dans le réfrigérateur à 4°C dans un délai inférieur à 12h pour tous les prélèvements.

#### **II.2.3.1. Stérilisation superficielle des feuilles**

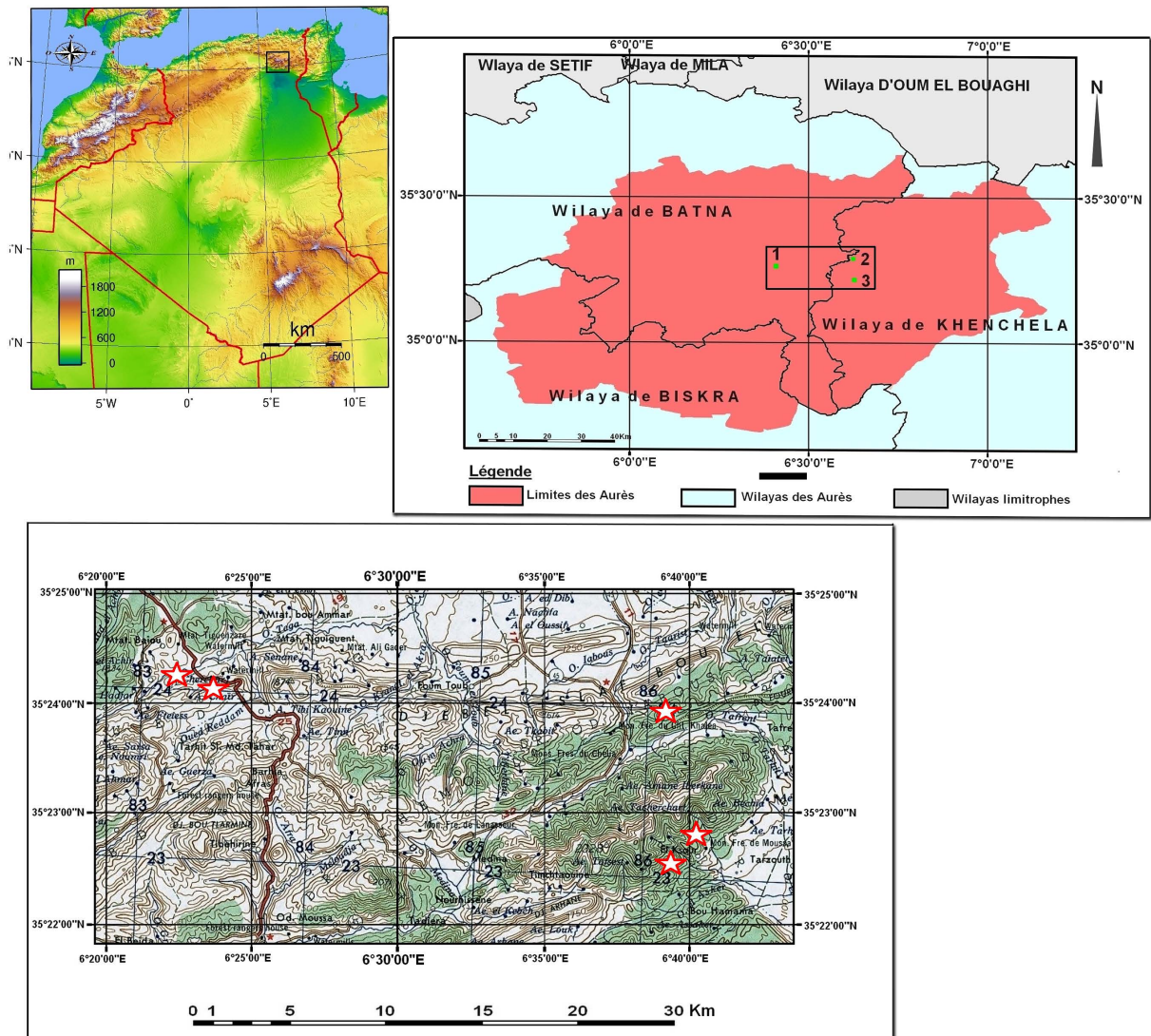
La stérilisation superficielle est une procédure par laquelle les organes échantillonnés sont traités en série par un ou plusieurs composés (en solution) agissant comme désinfectants. Le but de cette opération est d'éliminer les organismes épiphytes (SCHULZ *et al.* 1993; STONE *et al.* 2004). Du fait que les feuilles échantillonnées sont issues de divers phytotaxons, divergents sur le plan taxonomique, elles présentent ainsi des disparités mécaniques, morphologiques, anatomiques et biochimiques. C'est pourquoi la stérilisation superficielle fut adoptée suivant différentes modalités dont les informations détaillées sont mentionnées dans le tableau 3. Chaque modalité de stérilisation doit être convenable à la nature des feuilles afin de ne pas détruire ou abimer ces dernières.

---

<sup>3</sup> Nous mentionnons les organes foliaires dans ce document sous le nom de « feuilles » sans tenir compte de l'appellation « aiguilles » qui est particulière aux feuilles des résineux *C. atlantica* et *J. oxycedrus*.



**Figure 4.** Localisation géographique des stations d'échantillonnage (étoiles) dans le massif de Bélezma



**Figure 5.** Localisation géographique des stations d'échantillonnage (étoiles) dans le massif des Aurès.

### II.2.3.2. Segmentation des feuilles

Après la stérilisation superficielle, les feuilles sont desséchées sur un papier buvard stérile. Elles sont ensuite découpées en petits morceaux ou fragments à l'aide d'une lame stérile et devant un bec bunsen. Chaque type de feuilles est fragmenté selon une procédure bien déterminée et adaptée à la nature mécanique et morphologique de ces feuilles. Ainsi:

Chaque aiguille de *C. atlantica* et de *J. oxycedrus* est coupée au niveau de la partie basale et apicale, laissant ainsi une partie médiane avec des plaies de coupe sur les deux côtés. Tandis qu'à partir de chaque feuille de *Q. ilex*, nous coupons un carré au centre du limbe, y compris la nervure centrale. De même que pour les folioles de *F. xanthoxyloides*, sauf que dans ce cas, le pétiole (et non pas les pétiolules) est séparé du limbe.

Par ailleurs, les feuilles d'*E. bupleuroides* subsp. *luteola* sont segmentées en petits morceaux aléatoirement, alors que celles d'*A. herba-alba* sont segmentées sur le plan perpendiculaire par rapport à leur insertion sur les tiges car les feuilles de ce phytotaxon sont rudimentaires.

### II.2.3.3. Mise en culture

Les segments foliaires ont été déposés dans des boîtes de Petri contenant une gélose nutritive (*Nutrient Agar*) qui est un milieu appauvri que nous avons utilisé pour la détection des champignons endophytes associés aux feuilles de *Q. ilex*, de *F. xanthoxyloides* et d'*E. bupleuroides* subsp. *luteola*. Alors que pour les segments foliaires de *C. atlantica*, de *J. oxycedrus* et les feuilles d'*A. herba-alba*, nous avons utilisé le PDA (*Potato Dextrose Agar*). Les milieux synthétiques précités furent amendés par la Tétracycline à une concentration de 100 unités/ml.

**Tableau 2.** Quelques données relatives aux échantillonnages des feuilles effectués entre 2009 et 2013

Phytotaxon	Nbr. d'individus échantillonnés	Altitude	Données thermo-hygrométriques <sup>(*)</sup>	Site <sup>(**)</sup>	Date
<i>Juniperus oxycedrus</i>	17	1403 m	09°C - 55 %	Dj. Chelaalaa	03-03-2009
<i>Juniperus oxycedrus</i>	17	1316 m	11°C - 23 %	Dj. Boumerzoug	15-03-2009
<i>Cedrus atlantica</i>	12	1520 m	26°C - 43 %	Dj. Tougurt	23-06-2010
<i>Cedrus atlantica</i>	12	1820 m	27°C - 22%	Dj. Bordjem	28-06-2010
<i>Cedrus atlantica</i>	12	1870 m	31°C - 11%	Kef Islane (col Telmet)	16-08-2010
<i>Cedrus atlantica</i>	12	1860 m	18°C - 34%	Dj. Bordjem	17-10-2010
<i>Cedrus atlantica</i>	12	--	22°C - 54%	Dj. Tougurt	17-10-2010
<i>Cedrus atlantica</i>	12	1865 m	17°C - 74%	Kef Islane (col Telmet)	22-10-2010
<i>Cedrus atlantica</i>	12	1650 m	03°C - 24%	Dj. Tougurt	06-01-2011
<i>Cedrus atlantica</i>	12	1870 m	01°C - 35%	Kef Islane (col Telmet)	06-01-2011
<i>Cedrus atlantica</i>	12	1580 m	04°C - 35%	Dj. Bordjem	03-02-2011
<i>Cedrus atlantica</i>	12	1600 m	25°C - 63%	Dj. Tougurt	17-04-2011
<i>Cedrus atlantica</i>	12	1870 m	22°C - 81%	Kef Islane (col Telmet)	17-04-2011
<i>Cedrus atlantica</i>	12	1730 m	26°C - 22%	Dj. Bordjem	28-04-2011
<i>Fraxinus xanthoxyloides</i>	12	--	19°C - 52%	Dj. Tougurt	23-05-2011
<i>Fraxinus xanthoxyloides</i>	12	--	36°C - 20%	Cherchar	14-06-2011
<i>Fraxinus xanthoxyloides</i>	12	1044 m	35°C - 15%	Bou Ikhfaoun (Djerma)	22-06-2011
<i>Quercus ilex</i>	12	1078 m	28°C - 15%	Bou Ikhfaoun (Djerma)	22-04-2012
<i>Quercus ilex</i>	12	1330 m	24°C - 22%	Dj. Boumerzoug	26-04-2012
<i>Quercus ilex</i>	12	--	16°C - 51%	Dj. Tougurt	01-05-2012
<i>Quercus ilex</i>	14	1765 m	17°C - 15%	Dj. Chelia	13-05-2012
<i>Quercus ilex</i>	14	1340 m	24°C - 23%	Dj. Khaled (Yabous)	13-05-2012
<i>Euphorbia bupleuroides</i> subsp. <i>luteola</i>	15	--	--	Cherchar	16-04-2012
<i>Euphorbia bupleuroides</i> subsp. <i>luteola</i>	10	--	--	Dj. Chelia	16-04-2012
<i>Artemisia herba-alba</i>	10	--	--	Dj. Bou Kezzèz (Oued-Chaaba)	13-04-2013
<i>Artemisia herba-alba</i>	10	--	--	Dj. Belkhez (Djerma)	13-04-2013

<sup>(\*)</sup> Données moyennes enregistrées le jour de l'échantillonnage

<sup>(\*\*)</sup> Dj.: Djebel.

**Tableau 3.** Récapitulation des différentes procédures de stérilisation superficielle appliquée pour les feuilles des phytotaxons étudiés.

Phytotaxon	Procédure de la stérilisation superficielle <sup>(a)</sup>	Référence
<i>Cedrus atlantica</i>	Ethanol 95% (2 min), NaOCl 3% (3 min), éthanol 95% (½ min).	HELANDER <i>et al.</i> (1994) <sup>(b)</sup>
<i>Juniperus oxycedrus</i>	Ethanol 96% (1 min), NaOCl 10% (10 min), Ethanol 96% (½ min).	PETRINI et CARROLL (1981) <sup>(b)</sup>
<i>Quercus ilex</i>	Ethanol 75% (1 min), NaOCl 3% (3 min), Ethanol 75% (½ min).	FISHER <i>et al.</i> (1994)
<i>Fraxinus xanthoxyloides</i>	Lavage au Tween20 0,01%, éthanol 75% (1 min), NaOCl 0,5%, éthanol 75% (½ min).	GAMBOA <i>et al.</i> (2002)
<i>Euphorbia bupleuroides</i> subsp. <i>luteola</i>	NaOCl 0,5% (2 min), éthanol 70% (2 min)	SELIM <i>et al.</i> (2011)
<i>Artemisia herba-alba</i>	Ethanol 75% (1 min), NaOCl 2,5% (5 min), éthanol 75% (1 min)	HUANG <i>et al.</i> (2007) <sup>(b)</sup>

<sup>(a)</sup> Les feuilles sont traitées par les solutions dans l'ordre de leur citation. Un rinçage à l'eau distillée stérilisée est effectué une ou plusieurs fois après chaque traitement.

<sup>(b)</sup> Procédure modifiée.

Les boîtes sont ensuite incubées dans une étuve à une température de 24°C et à l'obscurité. Les segments sont observés quotidiennement à partir du 7<sup>ème</sup> jour pour caractériser l'émergence des mycéliums à partir des parties coupées.

### II.3. Identification des mycotaxons

Il est à noter que l'émergence végétative des champignons endophytes diffère selon le phytotaxon-hôte ainsi que le milieu de culture utilisé, c'est pourquoi il est primordial de procéder au « repiquage » des hyphes vers d'autres milieux qui permettent une bonne croissance radiale des colonies désormais séparées. Sinon, nous procédons à l'identification des mycotaxons à partir des boîtes contenant les segments foliaires en cas de croissance mycélienne lente qui minimise le problème des croisements entre les champignons et de l'émergence invasive de certains autres (cas des *Rhizopus* spp. ou des *Aspergillus* spp.).

Les fragments mycéliens sont transférés vers d'autres boîtes de Petri qui contiennent le milieu MEA (*Malt Extract Agar*).

L'identification des mycotaxons endophytes est basée initialement sur les traits morphologiques des colonies et des propagules; en effet, la sporulation des champignons est un processus primordial pour faciliter la reconnaissance taxonomique de nos champignons. Via des examens au microscope optique des montages entre lames et lamelles et en utilisant le trypan bleu comme colorant, l'identification est basée sur l'allure végétative du thalle, à savoir l'aspect levuroïdal ou filamenteux, le cloisonnement, la pigmentation et les caractéristiques morphologiques des formes reproductives telles que les fructifications sexuées (téléomorphiques) ou asexuées (anamorphiques: pycnides, acervules, synematas, sporodochies....) ainsi que les spores, notamment les conidies et la conidiogénèse.

L'identification des mycobiontes endophytes lors de notre étude fut documentée par des ouvrages spécialisés (TEHON 1935; HUGHES 1953; ELLIS 1971; ELLIS et ELLIS 1997; BARNETT et HUNTER 1998; HANLIN 1998; WATANABE 2002; SIMMONS 2004; KIRK *et al.* 2008; SEIFERT *et al.* 2011; GUARRO *et al.* 2012).

#### **II.4. Fréquences de colonisation et indice de similarité**

Les fréquences de colonisation des différents taxons endophytes ont été calculées selon la formule de FISHER et PETRINI (1987) donnée comme suit:

$$FC (\%) = Nc / Nt \times 100$$

*Nc* : nombre de segments infectés par un ou groupe de taxons fongiques.

*Nt* : nombre total des segments.

D'autre part, l'indice de similarité de Jaccard (ARNOLD *et al.* 2000) a été calculé selon la formule  $J = a / (a+b+c)$ , avec:

a : nombre de mycotaxons communs entre deux sites I et II.

b : nombre de mycotaxons identifiés spécifiquement à partir des feuilles prélevées du site I.

c : nombre de mycotaxons identifiés spécifiquement à partir des feuilles prélevées du site II.

#### **II.5. Influence de la saisonnalité et de la situation géographique sur l'infection endophyte**

Ces paramètres furent étudiés pour les mycoendophytes du *C. atlantica* et de *Q. ilex*, pour lesquels nous avons effectuée une analyse de diversité des taxons fongiques, vu l'ampleur de



la variabilité de la colonisation endophyte d'une part, et l'importance écologique de ces deux espèces dans les zones d'étude, d'autre part.

L'étude de l'influence de la période de l'année (saison – cas du cèdre de l'Atlas) ainsi que la situation géographique (sites) des plantes-hôtes a été effectuée en comparaison des fréquences de colonisation calculées pour les mycotaxons endophytes les plus fréquents.

## **II.6. Caractérisation moléculaire et phylogénétique de quelques mycotaxons endophytes**

Dans cette étude, nous avons donnée une importance particulière aux taxons fongiques isolés des aiguilles de *C. atlantica*, *J. oxycedrus*, ainsi que les feuilles de *Q. ilex* et de *F. xanthoxyloides* vu l'importance écologique de ces phytotaxons dans les zones d'étude. Souvent, les critères morphologiques utilisés pour l'identification conventionnelle de certains mycotaxons sont insuffisants et ne peuvent confirmer l'authenticité finale de ces derniers, c'est le cas par exemple du genre *Lophodermium* isolé à partir d'une vaste gamme de Pinacées sous forme endophyte et pathogène (CARROLL et CARROLL 1978; HARZALLAH *et al.* 2009; SIEBER *et al.* 1999; STEFANI et BERUBE 2006; BOTELLA et DIEZ 2011).

### **II.6.1. Préservation des cultures**

Les cultures sujettes à l'identification moléculaire ont été récupérées à partir des boîtes de Petri contenant du PDA. Des disques de cultures de trois semaines environ furent transférés vers des tubes à essai en verre contenant une gélose nutritive (15 ml). Les tubes sont coulés à la position inclinée (SMITH et ONIONS 1994) puis incubés à 24°C. Après 15 jours, nous avons testé la pureté des colonies émergentes.

Les colonies sont récupérées y compris le support gélosique superficiel, et les fragments mycéliens sont aseptiquement et légèrement écrasés sur un support métallique en inox stérilisé, les broyats sont mis dans des tubes en verre préalablement autoclavés, en alternance avec une couche de microgranulés autoclavés du gel de silice (SMITH et ONIONS 1994). Une fois mis dans les tubes, ces derniers sont fermés hermétiquement et gainés à la paraffine.

Les tubes ont été envoyés au centre d'identification des microorganismes affilié au CABI-Europe (*Centre for Agricultural Bioscience International*) - UK Egham, Royaume-Uni, pour effectuer l'identification moléculaire et l'analyse phylogénétique de certains isolats.

## II.6.2. Préparation des cultures pour l'extraction de l'ADN

Les fragments mycéliens broyés furent récupérés des tubes et réensemencés dans des boîtes de Petri en verre contenant le PDA, incubés ensuite à 26°C et à l'obscurité pendant 18 jours. Des disques de cultures ont été prélevés et transférés vers des Erlenmeyers de volume 500 ml contenant 100 ml de bouillon pomme de terre dextrose (PDB). Les cultures liquides sont agitées à 250 tpm à 25°C pendant une semaine afin d'homogénéiser la biomasse fongique, pour faciliter l'obtention d'un poids sec mycélien suffisant pour l'extraction ultérieure de l'ADN (LEE et TAYLOR 1990).

## II.6.3. Extraction de l'ADN Fongique

Elle fut réalisée selon la méthode de LEE et TAYLOR (1990) approuvée pour les champignons et largement appliquée au niveau du centre d'identification, en utilisant les composés suivants:

1\* le tampon de lyse: Tris-HCl (50mM)

EDTA (50 mM)

SDS à 3%

2-mercaptoethanol à 1%

2\* Chloroforme : phénol saturé (*TE-saturated phenol*) de rapport 1:1 (v/v)

3\* NaOAc (3M) / pH : 8.0

4\* L'isopropanol

5\* L'éthanol (à 70%)

### II.6.3.1. Procédure

La biomasse mycélienne a été récupérée à partir des cultures liquides d'une semaine. Ensuite, le mycélium fut filtré à travers un papier filtre stérile, puis broyé dans l'azote liquide. Puis des tubes Eppendorf de microcentrifugation sont remplis à 2/3 du volume occupé par le mycélium (60 à 90 mg de poids sec). Un volume de 750  $\mu$ l du tampon de lyse a été ajouté au contenu, ce dernier est parallèlement remué avec une aiguille stérile et à l'agitateur vortex pour homogénéiser le mélange.

Le mélange obtenu a été incubé pendant une heure à 65°C. Par la suite, nous avons ajouté 700  $\mu$ m de chloroforme : phénol saturé.

Le contenu a été centrifugé en utilisant une microcentrifuge, à 13000 g pendant 10 min. Puis, la phase aqueuse résultante fut transférée vers un autre tube Eppendorf auquel nous avons ajouté le chloroforme : phénol saturé pour une 2<sup>ème</sup> fois (500  $\mu$ m).

Le contenu fut à nouveau centrifugé à 13000 g pendant 5 min, et la phase aqueuse fut transférée vers un nouveau tube Eppendorf auquel un volume de 20  $\mu$ l du NaOAc a été ajouté. Ainsi, le tube a été rempli par l'isopropanol.

Pour permettre la précipitation les cordons de l'ADN, à peine visibles à l'œil nu. Le tube est inversé plusieurs fois, puis, passé pour une centrifugation à 13000 pendant ½ min pour sédimenter l'acide nucléique.

Le surnageant a été décanté, puis, nous avons inversé le tube encore afin de le drainer. L'opération fut répétée deux à trois fois.

Nous avons ajouté par la suite 300  $\mu$ l de la solution TE (Tris-HCl 50mM, 1 mM EDTA) puis le contenu a été chauffé dans un bloc thermique à 65°C pendant 15 min. après cette période, nous avons ajouté 10  $\mu$ l de NaOAc au tube que nous avons complété le volume à l'éthanol refroidit à -20°C.

Une centrifugation à 13000 g pendant ½ min a été effectuée à nouveau pour sédimenter l'ADN fongique, et le surnageant est décanté. Ainsi, le sédiment d'ADN est rincé à l'éthanol 70%.

Les tubes ont été séchés par la suite dans une étuve sous vide pendant 15 min. par la suite, le culot d'ADN a été remis en suspension dans 100  $\mu$ l d'eau traité DEPC.

Un volume de 5  $\mu$ l de l'extrait fut utilisé pour évaluer la concentration de l'ADN extrait via le gel d'agarose à 1% et un marqueur de poids moléculaire. Les tubes sont stockés à -20°C en attendant la procédure suivante de PCR.

#### **II.6.4. Amplification de l'ADN fongique par PCR**

La réaction de polymérisation en chaîne ou *Polymerase Chain Reaction* est une technique dont le but principal est l'amplification exponentielle des fragments ciblés de l'ADN suite à une synthèse *in vitro* grâce à des enzymes thermotolérantes notamment celles du groupe *Taq*<sup>3</sup>. Il s'agit essentiellement d'une série de réactions qui permettent la réplication d'une matrice d'ADN double brin qui est répétée en boucle. Il serait possible ainsi d'obtenir une quantité suffisante de l'acide nucléique (MULLIS *et al.* 1986; EDEL 1998). Cette technique moléculaire

---

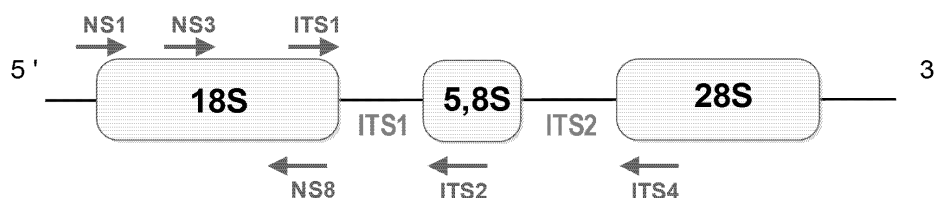
<sup>3</sup> Issues du procaryote extremophile *Thermus aquaticus*

s'applique largement en mycologie en se basant sur l'analyse séquentielle et comparative des sémantides (acides nucléiques et leurs produits).

L'une des approches pratiques conduisant à l'extension de l'application de la PCR en mycologie fut décrite par WHITE *et al.* (1990) stipulant que le séquençage de l'ADN ribosomique (ADNr) permet d'élaborer les liens taxinomiques et phylogénétiques entre différents mycotaxons.

Selon WHITE *et al.* (1990) la PCR et le séquençage direct offre plusieurs avantages. D'ailleurs, elle n'utilise qu'une petite quantité d'ADN (bien qu'amplifié) entre 0.1-10 ng/ amplification. Ainsi, les deux brins des gènes ciblés peuvent être séquencés, ce qui minimise les erreurs. Enfin, elle est compatible avec les instruments de séquençage automatique utilisant des sémantides marqués, à titre d'exemple, par fluorescence.

Nous rappelons que le génome des membres des *EUMYCOTA* renferme des fragments répétitifs de l'unité génomique correspondant à l'ADNr dont chacune inclue à son tour trois gènes codant pour les petites sous-unités ribosomiques 18S, 5.8S et la grande sous-unité ribosomique 28S en plus de deux régions ITS1 et l'ITS2 (figure 6) (EDEL 1998; DEACON 2006). Le séquençage de ces régions permet l'élaboration des analyses comparatives entre les différents niveaux taxinomiques des champignons identifiés (DEACON 2006).



**Figure 6.** Schématisation de l'ADN ribosomique des Eumycètes. Les flèches représentent les amorces employées dans l'amplification des régions spécifiques ITS1, ITS2 et de l'unité génomique 18S des champignons endophytes isolés.

Les unités génomiques sujettes à l'amplification par PCR pour l'identification précise des taxons fongiques endophytes concernés par notre étude sont: 18S, 5,8S et les espaceurs ITS1 et ITS2. Les amorces utilisées pour la caractérisation sont celles suggérées par WHITE *et al.* (1990), O'DONNELL (1993, 1996) et O'DONNELL *et al.* (2000). Les séquences de ces amorces sont représentées sur le tableau 4.

**Tableau 4.** Les amorces utilisées pour l'amplification spécifiques des unités génomique de l'ADNr à partir des extraits initiaux des ADN fongiques

Catégorisation de l'amorce	Séquences attribuées
ITS1	5'-TCCGTAGGTGAACCTGCGG-3'
ITS4	5'-TCCTCCGCTTATTGATATGC-3'
ITS2	5'-GCTGCGTTCTTCATCGATGC-3'
NS1 (18S ADNr)	5'-GTAGTCATATGCTTGTCTC-3'
NS3 (18S ADNr)	5'-GCAAGTCTGGTGCCAGCAGCC-3'
NS8 (18S ADNr)	5'-TCCGCAGGTTACCTACGGA-3'

L'amplification par PCR fut réalisée selon la méthode de WHITE *et al.* (1990) via un Thermocycleur ProFlex™ PCR System (Applied Biosystems).

Le mélange réactionnel est composé de:

\* ADN matriciel (d'extraction) (1  $\mu$ l)

\* Tampon d'amplification: 10 $\times$  buffer (Sigma-Aldrich)

100 mM Tris-HCl, pH 8.3 à 25°C

500 mM KCl

15 mM MgCl<sub>2</sub>

0.01% gélatine

\* Nucléotides dNTP CleanAMP (10 mM pour chaque dNTP) (Sigma-Aldrich)

\* ADN Polymérase de *Thermus aquaticus* Taq SuperPak (Sigma-Aldrich) compatible au tampon MgCl<sub>2</sub>.

\* Amorces (mentionnées dans le tableau 4).

\* Eau stérile ultra pure.

#### II.6.4.1 Procédure

La PCR fut réalisée selon le schéma suivant :

- Une dénaturation initiale à 94° C pendant 15 min, suivie de trois phases répétées 35 fois (cycles) comme suit :

- Une dénaturation à 94° C pendant 2 min.

- Une hybridation à 55° C pendant 1 min.

- Une polymérisation (élongation) à 72° C pendant 2 min (3 min pour le 1<sup>er</sup> cycle).

Enfin, nous procédons à une ultime élongation à 72° C pendant 5 min.

#### **II.6.4.2. Purification des fragments amplifiés**

Après l'amplification, le produit issu de la PCR est testé dans un gel d'agarose à 1% avec un tampon Tris-borate-EDTA. La purification de l'ADN sur gel d'agarose fut réalisée en utilisant le kit QiaQuick Gel Extraction (Qiagen, Allemagne). Le produit purifié est ensuite préservé sous une température de -20 °C avant de procéder au séquençage.

#### **II.6.5. Séquençage des fragments amplifiés**

Le séquençage des fragments amplifiés à savoir les unités génomiques 18S ADNr et les ITSS fut réalisé directement dans un séquenceur ABI Prism® modèle 373A DNA Sequencer (Applied Biosystems) avec une lyse enzymatique et une néo-amplification en utilisant le kit de purification Big Dye XTerminator (Applied Biosystems).

#### **II.6.6. Alignement et analyses phylogénétiques**

Les séquences obtenues ont été alignées via le programme Bioedit Sequence Alignment Editor version 7.0.0. Une comparaison avec les séquences disponibles dans la base des données du *National Center of Biotechnology Information* (NCBI - USA) et le module de recherche de l'alignement des séquences *Basic Local Alignment Search Tool* (BLAST) accessible gratuitement via l'url: <http://blast.ncbi.nlm.nih.gov> a été effectuée. Un alignement multiple par l'algorithme ClustalW est réalisé avant la recherche dans la base. Ainsi, le dendrogramme phylogénétique fut élaboré en utilisant l'application accessoire DNADist version 3.5c Neighbor Phylogenetic Tree.

#### **II.7. Analyses des données**

Une analyse de la variance (ANOVA) fut réalisée pour déterminer l'effet de la station et la saison sur les fréquences de colonisation des aiguilles de *C. atlantica* par les principaux mycotaxons endophytes isolés, ou uniquement l'effet station dans les cas de *Q. ilex* et de *F. xanthoxyloides*. La richesse spécifique cumulée des mycoendophytes associés aux aiguilles de *C. atlantica* pour les différentes stations étudiées est représentée par des courbes de raréfaction. Les différentes associations endophytes à l'échelle des sites étudiés sont caractérisées par une Analyse factorielle des correspondances (AFC).

Une étude comparative du statut qualitatif (diversité) de la mycoflore endophyte du limbe et des pétioles de *F. xanthoxyloides* a été menée afin de déterminer d'éventuelles associations

spécifiques des champignons endophytes à l'égard des différents compartiments foliaires de l'hôte.

Les analyses statistiques et écologiques furent réalisées via le module XLSTAT version 2009 de Microsoft Office, le logiciel PAST (disponible sur <http://folk.uio.no/ohammer/past/>) et Biodiversity Pro version 2 (disponible sur <http://www.sams.ac.uk>)

## II.8. Résultats

Nous avons pu caractériser 110 isolats fongiques endophytes dont 93 furent identifiés au moins à l'échelle du genre ou de l'espèce (tableau 5).

Les taxons non-identifiés sont caractérisés sous des formes mycéliennes stériles ou levuroïdales unicellulaires ou secondairement levuroïdales avec des filaments et spores ou encore exhibant des structures sexuées (asques par exemple); dans ces cas particuliers, les isolats sont attribués à la forme mycélienne stérile (*Mycelia sterilia*) ou bien au groupe taxonomique supérieur auquel ils sont affiliés en se basant sur des clés d'identification et sur la comparaison des formes végétatives. Ce nombre relativement important de ces mycobiontes endophytes illustre également une association moyenne d'environ 19 mycotaxons par plante-hôte.

Les résultats obtenus démontrèrent que les feuilles de *Quercus ilex* abritent la mycoflore endophyte la plus diverse, avec 36 mycotaxons, vient ensuite celle de *Fraxinus xanthoxyloides* avec 23 mycotaxons. Par ailleurs, nous avons pu identifier 22 mycotaxons endophytes infectant les aiguilles de *Cedrus atlantica*, 15 au niveau des feuilles rudimentaires d'*Artemisia herba-alba*, et 13 infectant les feuilles d'*Euphorbia bupleuroides* subsp. *luteola*. Enfin, les aiguilles de *Juniperus oxycedrus* enregistrèrent la plus faible diversité mycoendophyte parmi les six phytotaxons étudiés, avec 11 taxons fongiques.

**Tableau 5.** Composition spécifique de la mycoflore endophyte associée aux feuilles des phytotaxons prospectés au niveau des massifs de Belezma et des Aurès

Mycotaxon <sup>a</sup>	N° Accession GenBank <sup>b</sup>	Plantes-hôtes prospectées					
		<i>Cedrus atlantica</i>	<i>Juniperus oxycedrus</i>	<i>Quercus ilex</i>	<i>Fraxinus xanthoxyloides</i>	<i>Euphorbia bupleuroides</i> subsp. <i>luteola</i>	<i>Artemisia herba-alba</i>
<i>Actinonema</i> sp. Fr. 1849	**	-	-	-	+	-	-
<i>Alternaria alternata</i> (Fr.) Keissl. 1912	**	+	-	+	-	-	-
<i>Alternaria macrospora</i> Zimm. 1904	**	-	-	+	-	-	-
<i>Alternaria</i> sp. Nees 1816	**	-	-	-	+	-	-
<i>Alternaria</i> sp. 01 Nees 1816	**	-	-	+	-	-	+
<i>Alternaria</i> sp. 02 Nees 1816	**	-	-	+	-	-	+
<i>Alternaria</i> sp. 03 Nees 1816	EU381144	+	-	-	-	-	-
<i>Apiognomonina quercina</i> (Cooke) Sacc. 1884	GQ452265	-	-	+	-	-	-
<i>Apiognomonina</i> sp. Höhn. 1917	**	-	-	+	+	-	-
<i>Taphrina</i> sp. 02	**	-	-	-	+	-	-
<i>Arthrimum arundinis</i> (Corda) Dyko & B. Sutton 1979	AM262395	-	+	-	-	-	-
<i>Arthrimum phaeospermum</i> (Corda) M.B. Ellis 1965	FJ478101	+	-	-	-	-	-
<i>Ascochyta quercus</i> Sacc. & Speg. 1878	**	-	-	+	-	-	-
<i>Didymella</i> sp. Sacc. 1880	**	-	-	-	+	-	-
<i>Aspergillus fumigatus</i> Fresen. 1863	**	-	+	-	-	-	-
<i>Aspergillus niger</i> Tiegh. 1867	FJ867942	-	-	+	-	-	-
<i>Aspergillus</i> sp. 01 P. Micheli 1729	**	-	-	-	-	+	-
<i>Aspergillus</i> sp. 02 P. Micheli 1729	**	-	-	+	-	-	-
<i>Aspergillus</i> sp. 03 P. Micheli 1729	**	+	-	-	-	-	-
<i>Aureobasidium pullulans</i> (de Bary & Löwenthal) Arnaud 1918	**	+	-	-	-	-	-
<i>Bipolaris</i> sp. Shoemaker 1959	**	-	-	+	-	-	-
<i>Biscogniauxia</i> sp. Kuntze 1891	**	-	-	+	-	-	-
<i>Botryodiplodia</i> sp. (Sacc.) Sacc. 1884	**	+	-	-	+	-	-
<i>Brachysporium</i> sp. Sacc. 1886	**	+	-	-	-	-	-
<i>Cercospora</i> sp. Fresen. 1863	**	-	-	-	+	-	-
<i>Chalara</i> sp. (Corda) Rabenh. 1844	NTX	-	-	-	+	-	-
<i>Cladosporium cladosporioides</i> (Fresen.) G.A. de Vries 1952	AB763554	+	-	-	-	-	-
<i>Cladosporium fraxinicola</i> K. Schub. & Molenko 2006	**	-	-	-	+	-	-
<i>Cladosporium herbarum</i> (Pers.) Link 1816	**	-	-	+	-	-	-
<i>Cladosporium oxysporum</i> Berk. & M.A. Curtis 1868	**	-	-	-	-	+	-
COELOMYCETES 01 avec conidiomata verdatres	**	-	-	-	+	-	-
COELOMYCETES 02 avec conidiomata brunâtres	**	-	+	-	-	-	-



Tableau 5. (suite)

Mycotaxon <sup>a</sup>	N° Accesion GenBank <sup>b</sup>	Plantes-hôtes prospectées					
		<i>Cedrus atlantica</i>	<i>Juniperus oxycedrus</i>	<i>Quercus ilex</i>	<i>Fraxinus xanthoxyloides</i>	<i>Euphorbia bupleuroides</i> subsp. <i>luteola</i>	<i>Artemisia herba-alba</i>
<i>Colletotrichum</i> sp. Corda 1831	**	-	-	-	-	-	+
<i>Coryneum</i> sp. Nees 1816	**	-	-	+	-	-	-
<i>Cryptosporiopsis</i> sp. Bubák & Kabát 1912	GU973506	-	-	+	-	-	-
<i>Curvularia</i> sp. Boedijn 1933	**	+	-	-	-	-	-
<i>Cylindrocarpon</i> sp. Wollenw. 1913	**	-	-	+	-	-	-
<i>Diplodia cupressi</i> A.J.L. Phillips & A. Alves 2006	**	-	+	-	-	-	-
<i>Diplodia mutila</i> (Fr.) Mont. 1834	**	-	-	+	-	-	-
<i>Diplodia</i> sp. 01 Fr. 1834	**	-	-	-	+	-	-
<i>Diplodia</i> sp. 02 Fr. 1834	**	-	+	-	-	-	-
<i>Drechslera</i> sp. S. Ito 1930	KJ188715	+	-	-	-	-	-
<i>Epicoccum purpurascens</i> Ehrenb. 1818	**	-	-	+	+	-	-
<i>Epicoccum</i> sp. Link 1816	**	+	-	-	-	-	-
<i>Epidochium</i> sp. Fr. 1849	**	-	-	+	-	-	-
<i>Fusarium larvarum</i> Fuckel 1870	FN868469	+	-	-	-	-	-
<i>Fusarium lateritium</i> Nees 1816	**	-	-	+	+	-	-
<i>Fusarium</i> sp. 01 Link 1809	**	-	-	-	-	-	+
<i>Fusarium</i> sp. 02 Link 1809 avec chlamydospores bilogés	**	-	-	-	-	+	-
<i>Fusarium</i> sp. 03 Link 1809 avec chlamydospores multilogés	**	-	+	-	-	-	-
<i>Fusarium</i> sp. 04 Link 1809	**	-	-	+	-	-	-
<i>Fusicladium</i> sp. Bonord. 1851	**	-	-	-	+	-	-
<i>Geniculosporium</i> sp. Chesters & Greenh. 1964	**	-	-	+	-	-	-
<i>Gliocladium</i> sp. Corda 1840	**	+	-	-	-	-	-
<i>Helicomyces</i> sp. Link 1809	**	-	-	-	+	-	-
<i>Herpotrichia</i> sp. Fuckel 1868	**	-	+	-	-	-	-
<i>HYPHOMYCETES</i> 01	**	-	-	+	-	-	-
<i>HYPHOMYCETES</i> 02	**	-	-	+	-	-	-
<i>HYPHOMYCETES</i> 03	**	-	-	-	+	-	-
<i>HYPHOMYCETES</i> 04	**	-	-	-	+	-	-
<i>LEVURE</i> 01 blanc creme	**	-	-	-	-	+	-
<i>LEVURE</i> 02 gris clair	**	-	-	-	+	-	-
<i>LEVURE</i> 03 orange avec asques	**	-	-	-	-	+	-
<i>LEVURE</i> 04 rose	**	-	-	-	-	+	-

Tableau 5. (suite)

Mycotaxon <sup>a</sup>	N° Accession GenBank <sup>b</sup>	Plantes-hôtes prospectées					
		<i>Cedrus atlantica</i>	<i>Juniperus oxycedrus</i>	<i>Quercus ilex</i>	<i>Fraxinus xanthoxyloides</i>	<i>Euphorbia bupleuroides</i> subsp. <i>luteola</i>	<i>Artemisia herba-alba</i>
<i>Lophodermium cedrinum</i> Maire 1917	NTX	+	-	-	-	-	-
<i>Lophodermium juniperi</i> (Grev.) Darker 1967	**	-	+	-	-	-	-
<i>Lophodermium</i> sp. Chevall. 1826	**	+	-	-	-	-	-
<i>Monacrosporium</i> sp. Oudem. 1885	**	-	-	-	-	-	+
<i>MYCELIA STERILIA</i> 01	**	+	-	-	-	-	-
<i>MYCELIA STERILIA</i> 02	**	-	-	-	-	+	-
<i>MYCELIA STERILIA</i> 03	**	-	-	+	+	-	+
<i>MYCELIA STERILIA</i> 04	**	-	-	-	+	-	-
<i>Mycena quercus-ilex</i> Kühner 1938	**	-	-	+	-	-	-
<i>Neotyphodium</i> sp. 01 Glenn, C.W. Bacon & Hanlin 1996	**	-	-	-	-	-	+
<i>Neotyphodium</i> sp. 02 Glenn, C.W. Bacon & Hanlin 1996	**	-	-	+	-	-	-
<i>Nigrospora</i> sp. Zimm. 1902	**	-	-	-	+	+	-
<i>Nodulisporium</i> sp. Preuss 1849	**	-	-	+	-	-	-
<i>Oidiodendron</i> sp. Robak 1932	**	-	-	-	-	-	+
<i>Paecilomyces marquandii</i> (Masse) S. Hughes 1951	**	-	-	-	-	-	+
<i>Paecilomyces</i> sp. Bainier 1907	**	+	-	-	-	-	-
<i>Penicillium corylophilum</i> Dierckx 1901	**	-	-	-	-	+	-
<i>Penicillium</i> sp. 01 Link 1809	**	-	-	-	-	+	-
<i>Penicillium</i> sp. 02 Link 1809	**	-	+	-	-	-	-
<i>Penicillium</i> sp. 03 Link 1809	**	-	-	+	-	-	-
<i>Pestalotia algeriensis</i> (Sacc. & Berl.) Guba 1961	HM535736	-	-	+	-	-	-
<i>Pestalotiopsis</i> sp. Steyaert 1949	NTX	+	-	-	-	-	-
<i>Phoma</i> sp. Fr. 1821	**	-	-	-	-	-	+
<i>Phomopsis</i> sp. 01 (Sacc.) Bubák 1905	NTX	+	-	-	-	-	-
<i>Phomopsis</i> sp. 02 (Sacc.) Bubák 1905	**	-	-	+	-	-	-
<i>Phyllosticta</i> sp. 01 Pers. 1818	AF312012	+	-	-	-	-	-
<i>Phyllosticta</i> sp. 02 Pers. 1818	**	-	-	+	-	-	-
<i>Pichia euphorbiae</i> Van der Walt & A. Opperman 1983	**	-	-	-	-	+	-
<i>Pichia</i> sp. E.C. Hansen 1904 colonies jaune-citron	**	-	-	-	-	+	-
<i>Pithomyces</i> sp. Berk. & Broome 1873	**	-	-	-	-	-	+
<i>Rhizoctonia</i> sp. DC. 1805	**	-	-	+	-	-	-
<i>RHYTISMATACEAE</i> 01	**	-	+	-	-	-	-

Tableau 5. (suite)

Mycotaxon <sup>a</sup>	N° Accesion GenBank <sup>b</sup>	Plantes-hôtes prospectées					
		<i>Cedrus atlantica</i>	<i>Juniperus oxycedrus</i>	<i>Quercus ilex</i>	<i>Fraxinus xanthoxyloides</i>	<i>Euphorbia bupleuroides</i> subsp. <i>luteola</i>	<i>Artemisia herba-alba</i>
<i>RHYTISMATACEAE</i> 02	**	-	+	-	-	-	-
<i>Septoria</i> sp. Sacc. 1884	**	-	-	-	+	-	-
<i>Spilocaea</i> sp. Fr. 1819	**	-	-	-	-	-	+
<i>Sporobolomyces</i> sp. Kluver & C.B. Niel 1924	**	-	-	-	-	+	-
<i>Taphrina</i> sp. Fr. 1815	**	-	-	+	-	-	-
<i>Tomentella</i> sp. Pers. ex Pat. 1887	**	-	-	+	-	-	-
<i>Trichoderma</i> sp. Pers. 1794	**	+	-	-	-	-	-
<i>Ulocladium leve</i> H.M. Liu & T.Y. Zhang 2008	**	-	-	-	-	-	+
<i>Ulocladium</i> sp. 01 Preuss 1851	**	+	-	-	-	-	-
<i>Ulocladium</i> sp. 02 Preuss 1851	**	-	-	+	-	-	-
<i>Verticillium griseum</i> (Petch) W. Gams 1971	**	-	-	-	-	-	+
<i>Verticillium</i> sp. 01 Nees 1816	**	-	-	-	+	-	-
<i>Verticillium</i> sp. 02 Nees 1816	**	-	-	+	-	-	-
<i>Zalerion</i> sp. R.T. Moore & Meyers 1962	**	-	-	-	-	-	+

\*\* Taxon fongique identifié sur la base des traits morphologiques.

«a» Les noms scientifiques des taxons et les noms des auteurs respectifs ont été mentionnés selon la version électronique de *Authors of Fungal Names* (Version 2) et l'IndexFungorum (<http://www.indexfungorum.org/>) du *Royal Botanic Gardens, Kew (UK)*.

«b» Le numéro d'accèsion GenBank est généré après comparaison des séquences alignées et envoyées à la base des données BLAST. Le taxon identifié est apparenté aux séquences disponibles à un seuil  $\geq 95\%$ . Les mycotaxons codés « NTX » ont des séquences nucléotidiques faiblement apparentées aux séquences disponibles de la base, c'est pourquoi ils seront considérés comme « nouveaux » sauf pour le cas de *Lophodermium cedrinum* dont l'examen des traits morphologiques confirme l'authenticité de cette espèce.

D'une façon globale, le statut morphologique des isolats fongiques identifiés au niveau des feuilles des six espèces végétales prospectées indique une prédominance des anamorphes (formes asexuées) comparativement au téléomorphes (formes sexuées), alors que sur le plan taxonomique, nous avons constaté que les mycotaxons sont affiliés aux DICARYOMYCOTINA (figure 7), autrement dit les phylums des ASCOMYCOTA et des BASIDIOMYCOTA. Il est à noter que nous avons opté pour l'appellation qui qualifie les anamorphes identifiés à l'échelle du genre ou de l'espèce à leurs téléomorphes respectifs, tandis que d'autres taxons furent classés comme des représentant du groupe « Mitosporique » (formellement DEUTEROMYCOTINA ou *Fungi Imperfecti*) à savoir de la classe des Coelomycètes, démontrant des conidiomata morphologiquement identifiables (comme les pycnides) ou des Hyphomycètes (absence des conidiomata). Par ailleurs, les champignons n'ayant exhibé aucune structure de reproduction ou aucun type de propagules (spores sexuées, conidies, chlamydo-spores) sont considérés comme des taxons stériles (*Mycelia Sterilia*) même s'ils demeurent comme étant des anamorphes.

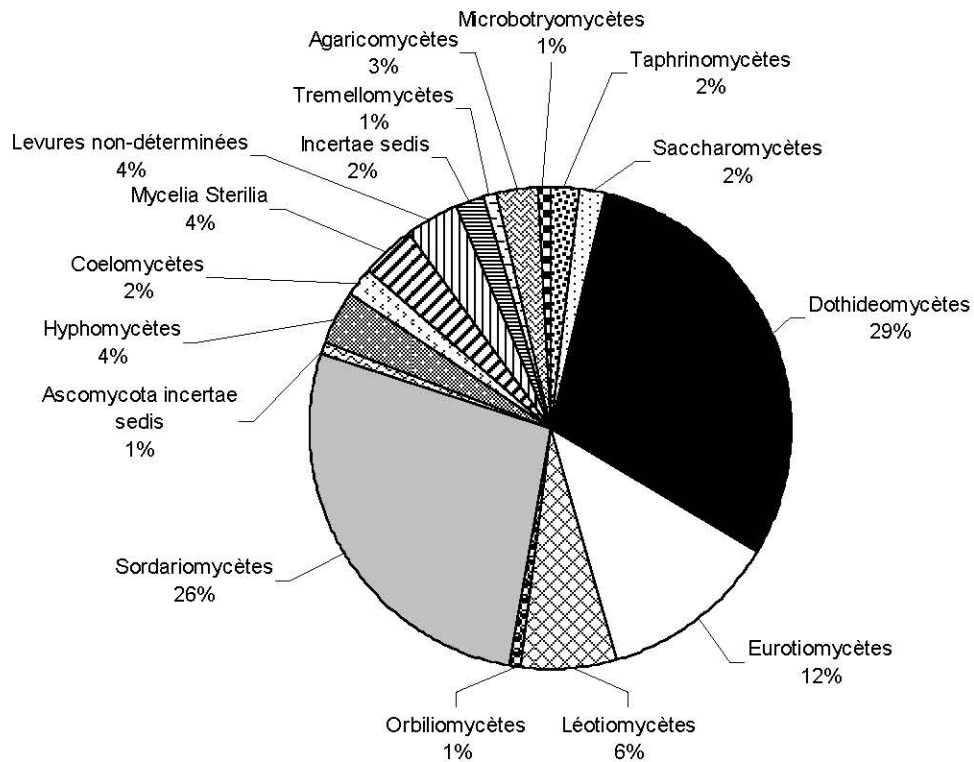
Nous avons trouvé que les membres du phylum des ASCOMYCOTA prédominent la mycoflore endophyte détectée chez les feuilles des six phytotaxons prospectés, particulièrement les classes des Dothideomycètes et des Sordariomycètes, représentés respectivement par 29% et 26% des mycotaxons endophytes. Viennent ensuite les membres de la classe des Eurotiomycètes (12%) et des Léotiomycètes (6%) (figure 7).

D'autre part, les Hyphomycètes, les membres stériles et les le groupe des levures non-déterminées enregistrèrent chacun un taux de représentation de 4%, suivis par des Coelomycètes (2%) et des ASCOMYCOTA végétativement « inférieurs », le cas des Taphrinomycètes (2%) et des Saccharomycètes (2% également) pour arriver aux Orbiliomycètes et les ASCOMYCOTA *incertae sedis*<sup>4</sup>, avec 1% chacun.

Par ailleurs, le phylum des BASIDIOMYCOTA est représenté dans cet inventaire par trois classes: les Agaricomycètes (3%), les Tremellomycètes (1%) ainsi que les Microbotryomycètes (1%). Enfin, des taxons non encore classés (*incertae sedis*) sont représentés par 1% de la mycoflore endophyte identifiée.

---

<sup>4</sup> Les organismes *incertae sedis* sont ceux qui ne peuvent pas être rattachés avec certitude à un groupe taxinomique.



**Figure 7.** Statut taxonomique global des champignons endophytes isolés à partir des feuilles des six phytotaxons étudiés. La catégorisation des différents groupes taxinomiques en question est adoptée selon la classification de HIBBETT *et al.* (2007) et KIRK *et al.* (2008).

Le statut taxonomique des champignons endophytes isolés des feuilles de chaque plante-hôte prospectée sera discuté ultérieurement dans ce document.

## II.8.1. Diversité de la mycoflore endophyte associée aux aiguilles de *Cedrus atlantica* dans quelques stations du massif de Belezma

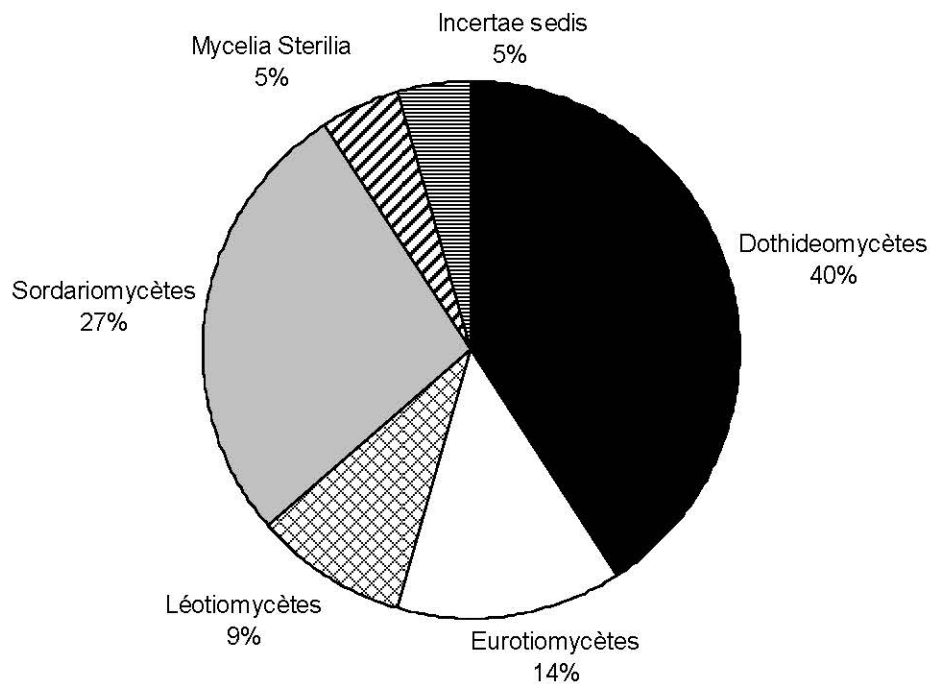
### II.8.1.1. Résultats

Comme il fut mentionné précédemment, 22 mycotaxons endophytes furent isolés à partir d'aiguilles de *C. atlantica* prélevées des trois sites du massif de Belezma (tableau 6). Dj. Bordjem étant le site le plus riche avec 17 mycotaxons, cependant, il n'y a pas de différences significatives quant à la composition spécifique entre les trois stations, de même que pour les fréquences de colonisation.

Parmi les 22 mycotaxons identifiés, 09 furent l'objet d'une identification moléculaire. En effet, après alignement des séquences partielles des unités génomiques 18S et les ITS et leur soumission à GenBank, la recherche comparative effectuée via le module blastn de la base BLAST nous a permis de caractériser quelques taxons avec des homologies nucléotidiques à un niveau de 95% à 100%, c'est le cas de l'isolat *Alternaria* sp. Nees 03 identique à la souche ayant le numéro d'accèsion (NA) GenBank EU381144, *Arthrinium phaeospermum* (Corda) M.B. Ellis (NA GenBank FJ478101), *Cladosporium cladosporioides* (Fresen.) G.A. de Vries (NA GenBank AB763554), *Drechslera* sp. S. Ito (NA GenBank KJ188715), *Fusarium larvarum* Fuckel (NA GenBank FN868469) ainsi que *Phyllosticta* sp. 01 Pers. apparenté à l'isolat ayant un NA GenBank AF312012 (tableau 5).

Par contre, certaines séquences ont démontrées des homologies insignifiantes avec celles de quelques autres taxons, c'est le cas du mycotaxon pour lequel nous avons effectué une identification classique démontrant qu'il s'agit de l'espèce *Lophodermium cedrinum* Maire. Mais l'identification moléculaire n'a révélé aucun alignement de référence. D'ailleurs, aucune séquence affiliée à ce mycotaxon n'est disponible au niveau de la base GenBank, c'est pourquoi la soumission des séquences attribuées à cette espèce fut accompagnée par un ordre d'enregistrement officiel. L'isolat est ainsi codé BCAB212. Pareils sont les cas des taxons *Pestalotiopsis* sp. Steyaert (BCAP211) et *Phomopsis* sp. 01 (Sacc.) Bubák (BCAS210).

Le statut taxinomique de la mycoflore endophyte indique une prédominance de la classe des Dothideomycètes, représentée par 40% des mycotaxons (figure 8), suivie par la classe des Sordariomycètes (27%), des Eurotiomycètes (14%) et d'un degré moindre, par celle des Léotiomyètes (9%), alors que les formes stériles représentèrent 5% de la mycoflore, de même que pour les *Incertae sedis*, d'ailleurs représentés par le genre *Phomopsis*.



**Figure 8.** Statut taxonomique des champignons endophytes isolés à partir des aiguilles de *Cedrus atlantica* dans les stations prospectées du massif de Belezma.

L'analyse de la variance et le test LSD de Fisher à un seuil de 5% indiquent que les fréquences de colonisation des aiguilles par les principaux mycotaxons endophytes ne sont pas influencées par l'origine géographique de l'hôte (tableau 6), mais surtout par la période de l'année (saison) (figure 9).

Pour une large trame de la mycoflore caractérisée, les plus importantes fréquences de colonisation (*FCs*) ont été enregistrées lors des périodes automnale et printanière, avec 8,27 % et 8,02 %, respectivement, alors que les plus faibles *FCs* furent enregistrées pour les périodes hivernale et estivale de l'étude, avec 4,85 % et en été, avec 5,1 %, respectivement.

A l'échelle annuelle, les fréquences de colonisation des aiguilles par les formes endophytes *Alternaria alternata* (Fr.) Keissl., *Fusarium larvarum* Fuckel ainsi que *Lophodermium cedrinum* sont relativement importantes, avec 17%, 13,20% et 25,70%, respectivement (tableau 6). Alors que d'autres mycotaxons enregistrèrent des fréquences annuelles beaucoup moins significatives, mais qui sont spécifiques à la station; c'est le cas de *Brachysporium* sp. Sacc. et *Ulocladium* sp. 01 Preuss. Isolés uniquement à partir d'aiguilles de cèdre échantillonnées de Bordjem.

**Tableau 6.** Fréquences de colonisation (FC%) des aiguilles de *Cedrus atlantica* prélevées des trois stations du massif de Belezma, par les principaux mycotaxons endophytes<sup>(a)</sup> identifiés.

Taxon	Dj. Tougurt				Dj. Bordjem				Col Telmet				Moyenne
	E	A	H	P	E	A	H	P	E	A	H	P	
<i>Alternaria alternata</i>	09,72	31,25	07,29	21,52	11,11	13,54	16,31	15,97	07,98	26,73	13,88	28,47	17,00
<i>Aureobasidium pullulans</i>	01,04	08,68	0,69	05,9	-	-	-	-	03,47	09,37	03,12	04,51	03,07
<i>Epicoccum</i> sp.	04,16	12,84	06,59	10,06	05,9	07,63	04,16	01,37	10,06	05,9	0,69	0,34	05,81
<i>Cladosporium cladosporioides</i>	-	-	-	-	9,72	11,45	6,94	16,66	-	-	-	-	03,73
<i>Curvularia</i> sp.	02,43	05,9	05,2	09,37	-	-	-	-	03,81	15,97	02,43	07,63	04,40
<i>Fusarium larvarum</i>	05,2	22,91	11,8	13,54	16,66	09,72	04,86	17,36	16,31	21,52	08,68	10,41	13,20
<i>Phyllosticta</i> sp. 01	03,47	02,43	01,37	02,77	07,63	04,86	04,16	05,55	03,12	01,73	0,34	0,69	03,18
<i>Paecilomyces</i> sp.	-	-	-	-	1,73	7,98	2,43	11,45	-	-	-	-	01,97
<i>Lophodermium cedrinum</i>	20,13	40,27	28,12	38,88	15,27	18,05	20,13	29,16	19,09	22,91	20,83	35,06	25,70
<i>Brachysporium</i> sp.	-	-	-	-	05,2	05,55	02,77	06,25	-	-	-	-	01,65
<i>Botryodiplodia</i> sp.	-	-	-	-	04,86	13,54	05,9	13,54	04,16	05,9	0,69	0,69	04,11
<i>Trichoderma</i> sp.	05,55	09,37	08,33	05,55	05,9	15,27	05,2	11,11	13,88	05,9	04,51	10,76	08,44
<i>Pestalotiopsis</i> sp.	-	-	-	-	2,77	5,2	4,16	10,06	2,77	2,43	4,16	9,37	03,41
<i>Gliocladium</i> sp.	02,08	05,55	05,9	11,8	-	-	-	-	04,51	03,12	01,04	05,55	03,30
<i>Arthrinium phaeospermum</i>	07,98	10,76	09,37	05,55	0,34	06,25	0,34	0,34	02,43	04,16	06,94	07,29	05,15
<i>Drechslera</i> sp.	11,11	18,4	12,15	13,88	02,43	05,9	03,12	06,25	-	-	-	-	06,10
<i>Ulocladium</i> sp. 01	-	-	-	-	06,25	03,12	03,12	04,51	-	-	-	-	01,42

<sup>(a)</sup> La liste exhaustive des mycotaxons endophytes isolés des aiguilles de cette Pinacée est exposée dans le tableau.

E : été. A : automne. H : hiver. P : printemps.



Il est à noter que des différences entre les stations sont constatées en matière de saisonnalité d'infection pour les mêmes mycotaxons. L'exemple est celui d'*A. alternata* et de *L. cedrinum*, plus fréquents en automne et au printemps au niveau de Tougurt et Telmet, à l'opposée des échantillons de Bordjem, ayant enregistré une plus importante colonisation pendant la période hivernale et printanière. En ce qui concerne *F. larvatum*, les FCs enregistrent des variations saisonnières plus contrastées entre les trois sites (tableau 7).

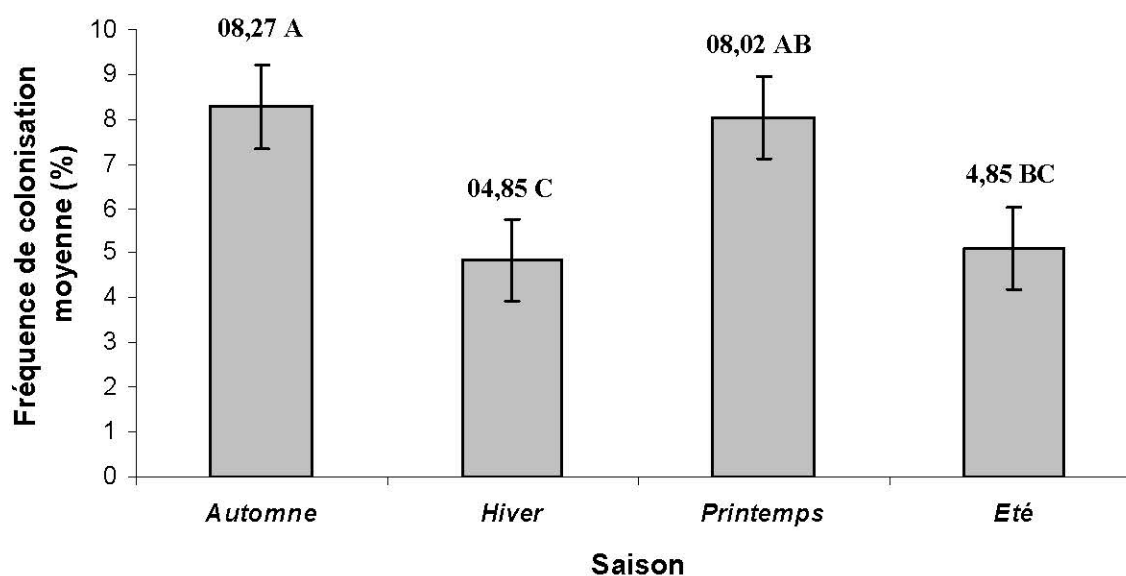
**Tableau 7.** Fréquences de colonisation (%) en fonction de la saison, des aiguilles de *Cedrus atlantica* par les champignons endophytes et moyennes annuelles pour les stations étudiées

Station	Fréquence de colonisation (%)				FC moyenne**
	Eté	Automne	Hiver	Printemps	
Dj. Tougurt	04,29	09,90	05,69	08,17	07,01A ± 2,45
Dj. Bordjem	05,63	07,53	04,62	08,80	06,72A ± 00
Col Telmet	05,39	07,39	03,96	07,10	05,96A ± 2,45

Données pour 17 mycotaxons endophytes identifiés parmi la mycoflore totale prospectée

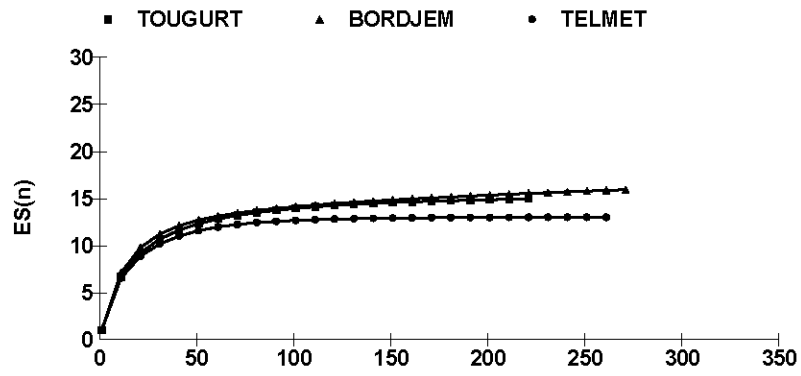
\*\* Les valeurs représentent les moyennes ± erreur-types

L'indice de similarité de Jaccard démontre une valeur élevée entre les stations de Dj. Tougurt et Telmet ( $J = 0,61$ ), indiquant un haut degré de similarité, vient ensuite celui enregistré entre Dj. Bordjem et col Telmet ( $J = 0,49$ ) et enfin, entre Dj. Tougurt et Dj. Bordjem ( $J = 0,45$ ).

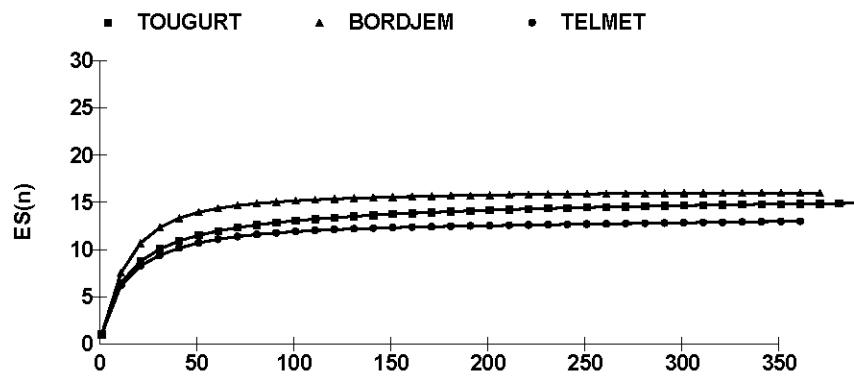


**Figure 9.** Variation des fréquences de colonisation (%) des aiguilles de *C. atlantica* par les principaux champignons endophytes en fonction de la saison dans le massif de Belezma

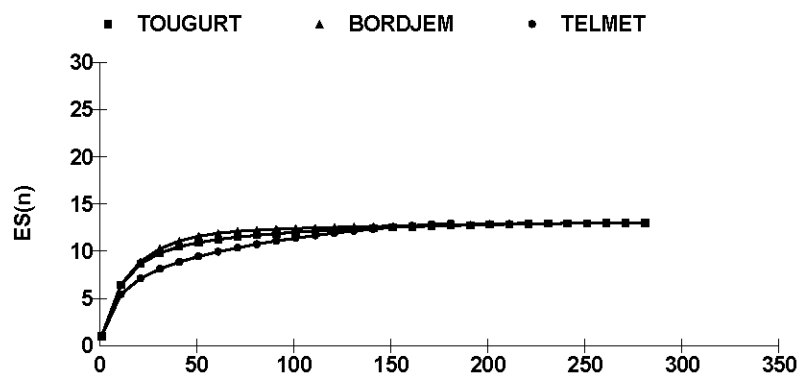
Les courbes de raréfaction (figure 10), indiquent une importante diversité marquant les saisons automnale et printanière, d'autre part, la station de Dj. Bordjem recorde un nombre de taxons prévu plus significatif que ceux pour les sites de Dj. Tougurt et col Telmet.



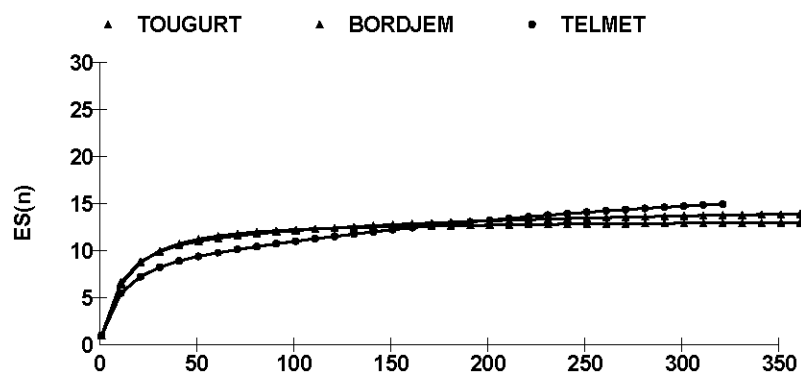
(A)



(B)



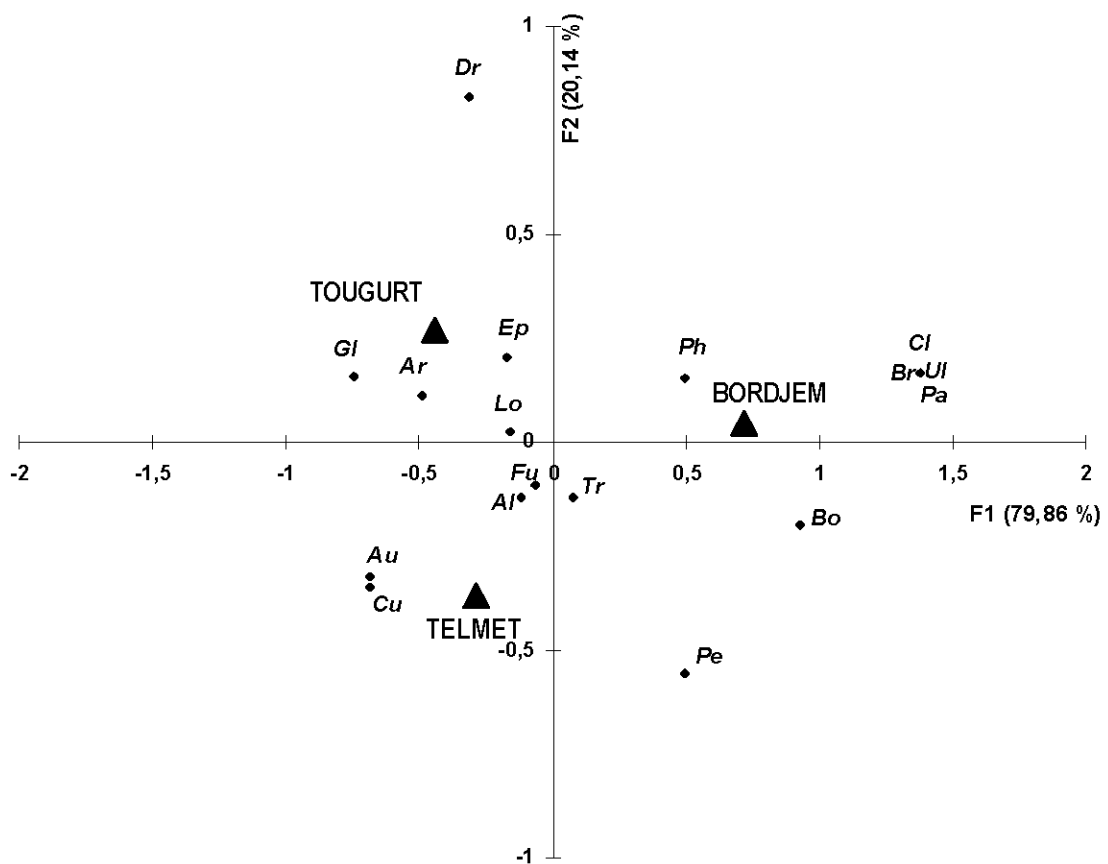
(C)



(D)

Figure 10. Courbes de raréfaction pour la composition spécifique des champignons endophytes isolés sur aiguilles de *C. atlantica* au niveau des trois sites (A: été. B: automne. C: hiver et D: printemps).

L'analyse factorielle des correspondances indique clairement un groupe des mycotaxons associés aux stations Tougurt et Telmet avec une sous-association spécifique aux mycotaxons ayant enregistré les plus importantes fréquences de colonisation (*L. cedrinum*, *A. alternata* et *F. larvatum*), tandis qu'un deuxième groupe bien distinct, est relatif au site Bordjem (figure 11).

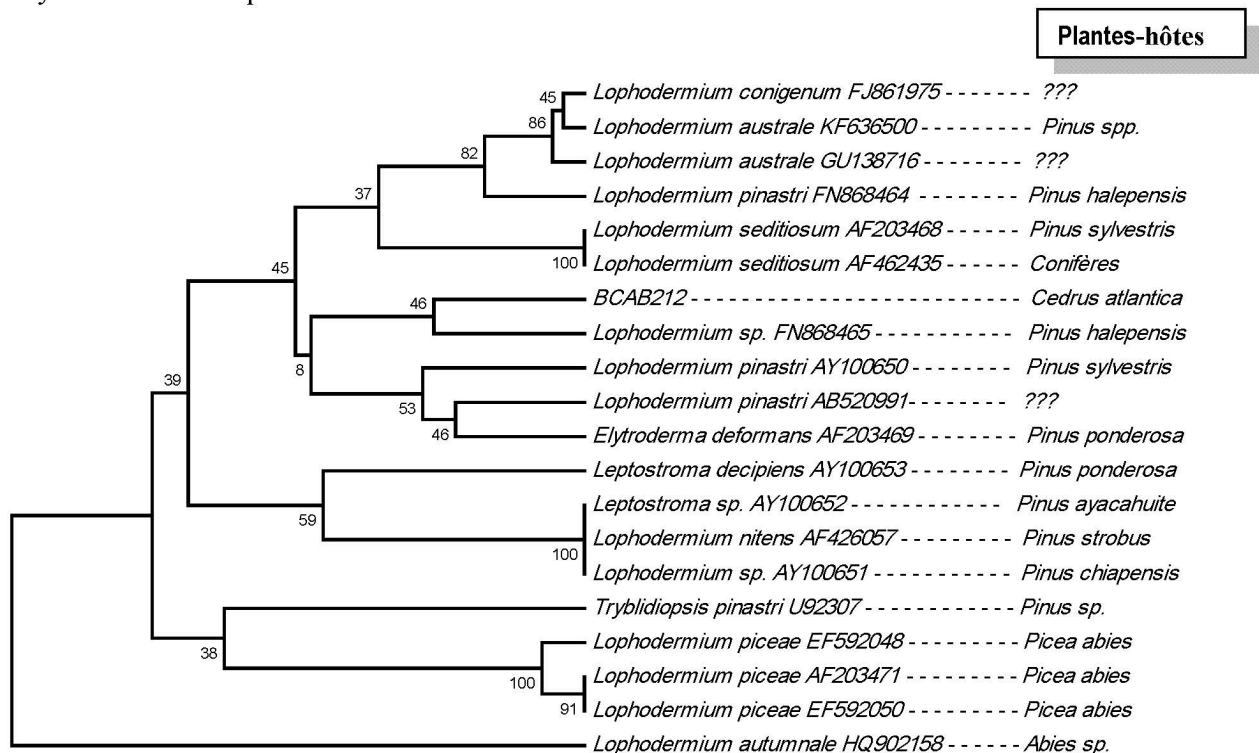


**Figure 11.** Analyse factorielle des correspondances, montrant les associations des champignons endophytes à l'égard des sites échantillonnées (seuls quelques mycotaxons sont représentés). Dr: *Drechslera* sp., Ep: *Epicoccum* sp., Gl: *Gliocladium* sp., Ar: *Arthrinium* sp., Lo: *Lophodermium cedrinum*, Fu: *Fusarium larvarum*, Al: *Alternaria alternata*, Au: *Aureobasidium pullulans*, Cu: *Curvularia* sp. Ph: *Phyllosticta* sp., Tr: *Trichoderma* sp., Pe: *Pestalotiopsis* sp., Cl: *Cladosporium cladosporioides*., Br: *Brachysporium* sp., Bo: *Botryodiplodia* sp., Ul: *Ulocladium* sp., Pa: *Paecilomyces* sp.

### II.8.1.2. Analyses phylogénétiques du taxon *Lophodermium* sp. BCAB212

Les dendrogrammes furent élaborés après les analyses phylogénétiques des séquences de l'ADNr du taxon BCAB212 et une comparaison avec des taxons proches. Comme il fut mentionné précédemment, l'examen microscopique indique qu'il s'agit bien de l'espèce *Lophodermium cedrinum*. Les analyses phylogénétiques ont démontré que ce champignon endophyte est phylogénétiquement proche à un *Lophodermium* sp. (Accession GenBank = FN868465) (figure 12) qui fut isolé récemment à partir des aiguilles du pin d'Alep (*Pinus halepensis*) au niveau de la péninsule ibérique (BOTELLA et DIEZ 2011).

Du fait que le taux de substitution moléculaire est relativement faible entre les mycotaxons, il est justifiable ainsi d'opter pour une classification des paires-groupes non pondérés avec la moyenne arithmétique ou UPGMA. Avant une correction du modèle.

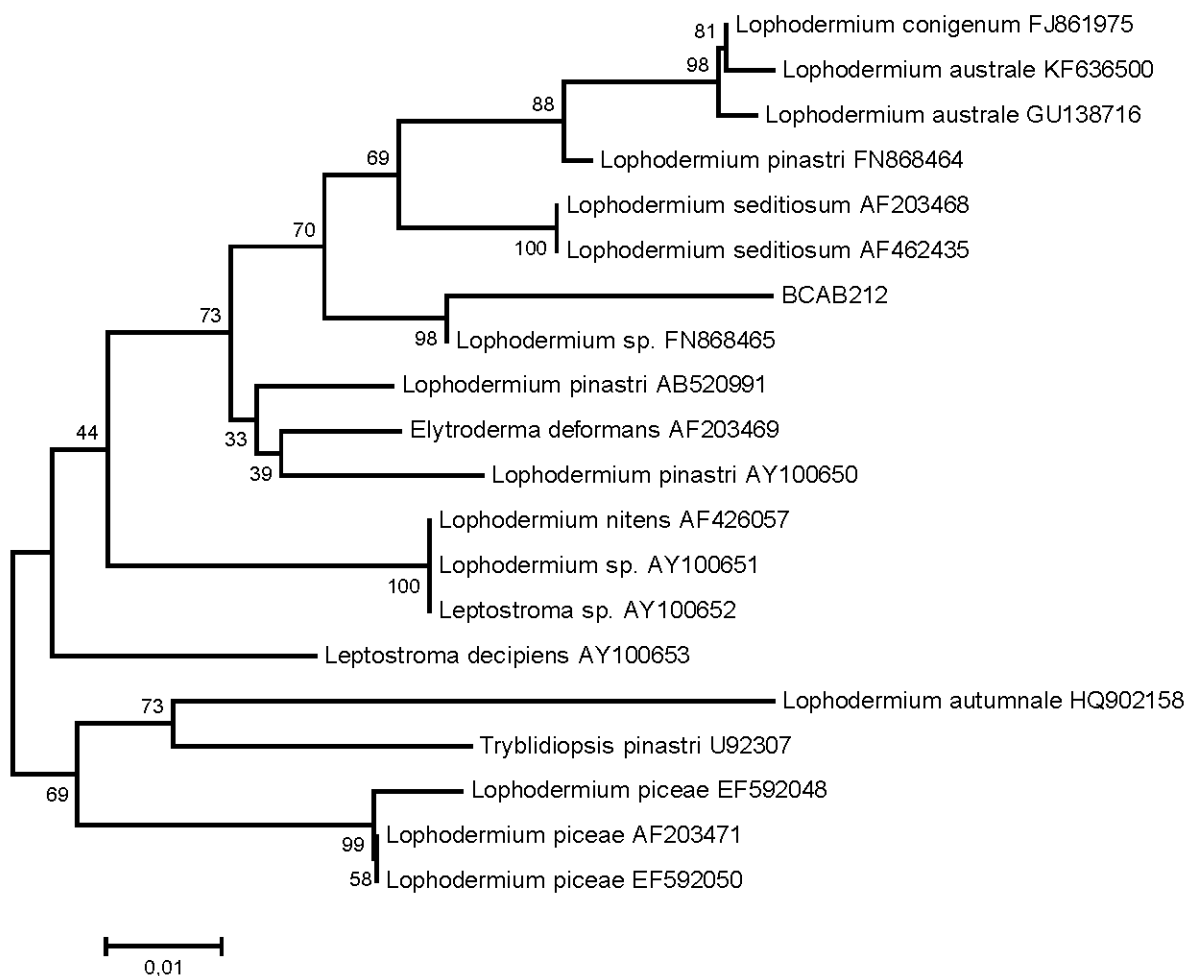


**Figure 12.** Dendrogramme phylogénétique élaboré à partir de la comparaison des séquences des unités ITS1, 5.8S et ITS2 du mycotaxon endophyte BCAB212 (référé morphologiquement à l'espèce *Lophodermium cedrinum*) avec celles des autres mycotaxons phylogénétiquement convergents. Cette reconstruction phylogénétique fut élaborée selon la méthode UPGMA accompagnée d'un test Bootstrap à 1000 répliques et à la substitution de Jukes-Cantor.

Le dendrogramme élaboré selon l'approche UPGMA indique que les mycotaxons BCAB212 et *Lophodermium* sp. FN868465 forment un cluster déterminant un statut géographique Euro-méditerranéen (Paléarctique), et qui converge vers un nœud ancestral commun incluant deux

clusters regroupant *L. pinastri* AY100650 avec le cluster *L. pinastri*, *Elytroderma deformans* représentant un statut Eurasiatique (Paléarctique) / Américain (Néarctique).

Cependant, la méthode UPGMA est inapte pour une information relative au taux de mutation des taxons, c'est pourquoi nous optons pour le modèle de reconstruction phylogénétique Neighbor-joining (figure 13) qui permet de déterminer le nœud de l'ancêtre commun mais également l'ampleur des mutations accumulées par le mycotaxon identifié.



**Figure 13.** Dendrogramme phylogénétique élaboré à partir de la comparaison des séquences des unités ITS1, 5.8S et ITS2 du mycotaxon endophyte BCAB212 (référé morphologiquement à l'espèce *Lophodermium cedrinum*) avec celles des autres mycotaxons phylogénétiquement convergents. Cette reconstruction phylogénétique fut élaborée selon la méthode statistique Neighbor-joining accompagnée d'un test Bootstrap à 1000 répliques et le modèle de substitution Jukes-Cantor.

L'échelle indique la distance génétique entre les mycotaxons qui représente le nombre estimé de substitutions nucléotidiques entre chaque pair d'OTU.

D'autre part, les nœuds externes (unités taxonomiques) du mycotaxon BCAB212 et de *Lophodermium* sp. FN688465 ont des branches externes asymétriques illustrant une radiation

relativement divergente de ce champignon isolé à partir des aiguilles de *C. atlantica*. Selon l'analyse phylogénétique adoptée par le modèle Neighbor-joining, les deux mycotaxons précités ont un nœud ancestral commun. Ainsi, l'arbre phylogénétique indique que le mycotaxon BCAB2012 a accumulé un taux de mutations considérable par rapport au taxon plus proche (*Lophodermium* sp. FN868465).

### II.8.1.3. Discussion

Les résultats obtenus indiquent une similarité relative à l'échelle de la diversité des mycotaxons endophytes isolés des aiguilles du cèdre de l'Atlas. Pratiquement, très peu sont les travaux qui ont été consacrés à l'étude exhaustive de la mycoflore endophyte chez *C. atlantica* et pour le genre *Cedrus* d'ailleurs (HARZALLAH *et al.* 2009; LIU *et al.* 2010; QADRI *et al.* 2013).

La dominance des formes asexuées (anamorphes) est remarquable parmi les mycotaxons isolés et identifiés. En effet, il est possible de stipuler que l'endophytisme peut avoir comme conséquence écologique le recours à l'anamorphisme eut égard à l'internalisation plus ou moins permanente du champignon au sein du système foliaire de sa plante-hôte qui est, dans notre cas, sempervirente.

D'autre part, la dominance des quatre classes du phylum ASCOMYCOTA indique la compatibilité des membres de ce groupe au mode de vie endophyte (asymptomatique). En effet, STONE *et al.* (2004) stipulent que les champignons endophytes des Conifères sont dominés par les ASCOMYCOTA notamment leurs anamorphes, et d'un degré moindre par les BASIDIOMYCOTA (anamorphes également). Les résultats de notre étude démontrèrent que les classes des Dothideomycètes, Sordariomycètes, Eurotiomycètes et Léotiomyètes occupent une grande part au sein de la mycoflore endophyte isolée à partir des aiguilles de *C. atlantica*. Selon ARNOLD *et al.* (2007) et ARNOLD *et al.* (2007) les Dothideomycètes et les Sordariomycètes constituent la majeure trame des mycoendophytes associés aux plantes ligneuses. Ces mêmes classes représentent plus de 75% des endophytes isolés en allant des régions arctiques jusqu'aux régions tropicales (ARNOLD et LUTZONI 2007).

Il a été démontré d'ailleurs que l'ampleur de la colonisation endophyte des feuilles pour certaines Pinacées, suit un aspect saisonnier (HATA *et al.* 1998; GUO *et al.* 2008). L'infection des aiguilles de *C. atlantica* par les champignons endophytes est plus importante pendant les saisons printanière et automnale. Ceci est probablement attribué au fait que les conditions

climatiques, même déterminées à une l'échelle géographique restreinte, sont propices pour amplifier les points d'infection et de colonisation, parallèlement à la production et la diffusion des propagules à travers la phyllosphère de l'hôte.

Ces deux périodes reflètent un statut physiologique déterminant pour le cèdre de l'Atlas, la première coïncide avec l'initiation de la phase reproductrice alors que la deuxième est marquée par une refoliation et le débourrement des nouvelles rosettes d'aiguilles. Nous estimons qu'une infection par les champignons endophytes est revue à la hausse pendant les saisons de croissance végétative (printemps) et reproductrice (fin automne) du cèdre de l'Atlas, qui se retrouve ainsi mieux prédisposé à l'infection. Le même phénomène fut observé par HELANDER *et al.* (1993). Cette prédisposition peut être également expliquée à l'échelle anatomique de l'épiderme et du mésophylle foliaire (CHABOT et CHABOT 1975).

Bien que l'âge des aiguilles est un bon indicateur du taux d'infection par les mycoendophytes (DECKERT 2000; ESPINOSA-GARCIA et LANGENHEIM 1990) nous avons effectué des échantillonnages sans tenir en compte ce paramètre. Il est probable que le climat et l'ontogénie de la feuille de l'hôte peuvent agir sur la qualité de la mycoflore endophyte associée (PEÑUELAS *et al.* 2012).

*Alternaria alternata* a été fréquemment isolé sous forme endophyte à partir de la phyllosphère de diverses Pinacées (LEGAULT *et al.* 1989; BOTELLA et DIEZ 2011; QADRI *et al.* 2013). Par ailleurs, la forme endophyte de *Fusarium larvarum* anamorphe de *Cosmospora aurantiicola* (Berk. & Broome) Rossman & Samuels fut détectée récemment en Espagne sur *Pinus halepensis* par BOTELLA et DIEZ (2011) mais également à partir des tiges de *Pinus kochiana* Klotzsch ex K. Koch et de la litière de *P. nigra* subsp. *pallasiana* J. F. Arnold (Lamb.) (TORZILLI *et al.* 2002) et de certaines lichens non-identifiées (PARISH *et al.* 2008), mais les principales études ont traité son activité insecticide vis-à-vis de certaines Homoptera, à l'instar des Aphididae (BOOTH 1971) Adelgidae (SMIRNOFF 1970) et des Diaspididae comme le pou de San José *Quadraspidotus perniciosus* (Comstock) Ferris et *Hemiberlesia rapax* (Comstock) (GERLACH. 1977; MAUCLINE *et al.* 2011).

Même si nous sommes peu familiarisé avec ce taxon, l'occurrence d'une phase endophyte (probablement qui témoigne une alternative trophique) est possible. En revanche, aucune information n'est disponible, quant à son association avec les lichens (TORZILLI *et al.* 2002) de *C. atlantica* dans notre zone d'étude.

Le mycotaxon *Lophodermium* ou encore sa forme asexuée *Leptostroma* fut isolé souvent chez une multitude de Pinacées comme endophyte (CARROLL et CARROLL 1978; STEFANI et BERUBE 2006; LEGAULT *et al.* 1989; BOTELLA et DIEZ 2011; SIEBER *et al.* 1999). L'espèce *L. cedrinum* est connue déjà au niveau des aiguilles *C. atlantica*. ce mycotaxon fut identifié pour la 1<sup>ère</sup> fois en Algérie sous le nom de *Labrella cedrina* par DURIEU DE MAISONNEUVE et MONTAGNE (1849) sur le même hôte, et ensuite par MAIRE (1917) mais les études se sont limitées à une description simple de la morphologie des hystérothécies et des pycniums ainsi que les ascospores, c'est pourquoi dans notre étude nous avons opté pour l'approche moléculaire pour une identification formelle.

L'analyse factorielle des correspondances révèle un degré de spécificité relatif au site. En effet, si la restriction des endophytes *Brachysporium* sp., *Cladosporium cladosporioides*, *Ulocladium* sp. 01 et *Paecilomyces* sp. est assez marquante pour Bordjem, l'autre groupe fongique comprend plusieurs taxons partagés entre Tougurt et Telmet, mais la caractérisation du sous-groupe incluant *Lophodermium cedrinum*, *Alternaria alternata* et *Fusarium larvarum*, indique une dominance spécifique des formes « invasives » liées à la détérioration de la cédraie au niveau de ces deux sites, contrairement à Bordjem.

L'analyse phylogénétique du taxon BCAB212 isolé lors de cette étude à partir d'aiguilles de *C. atlantica* et référé à l'espèce *Lophodermium cedrinum* indica des liens évolutifs avec les Rhytismatacées paléarctiques (ORTIZ-GARCIA *et al.* 2003; BOTELLA et DIEZ 2011). Ainsi, nous soulevons que BCAB212 a probablement suivi une radiation relativement récente et divergente par rapport aux autres taxons phylogénétiquement proches, mais cette information est insuffisante pour affirmer ce résultat ou pour l'interpréter car nous n'avons pas de données sur le statut taxonomiques des Rhytismatacées et particulièrement du genre *Lophodermium* à partir des séquences génomiques caractérisées par les techniques moléculaires pour d'autres Pinacées méditerranéenne, notamment en Afrique du Nord.



## II.8.2. Diversité de la mycoflore endophyte des feuilles de *Juniperus oxycedrus* dans les monts Chelaalaa et Boumerzoug (Massif de Belezma)

### II.8.2.1. Résultats

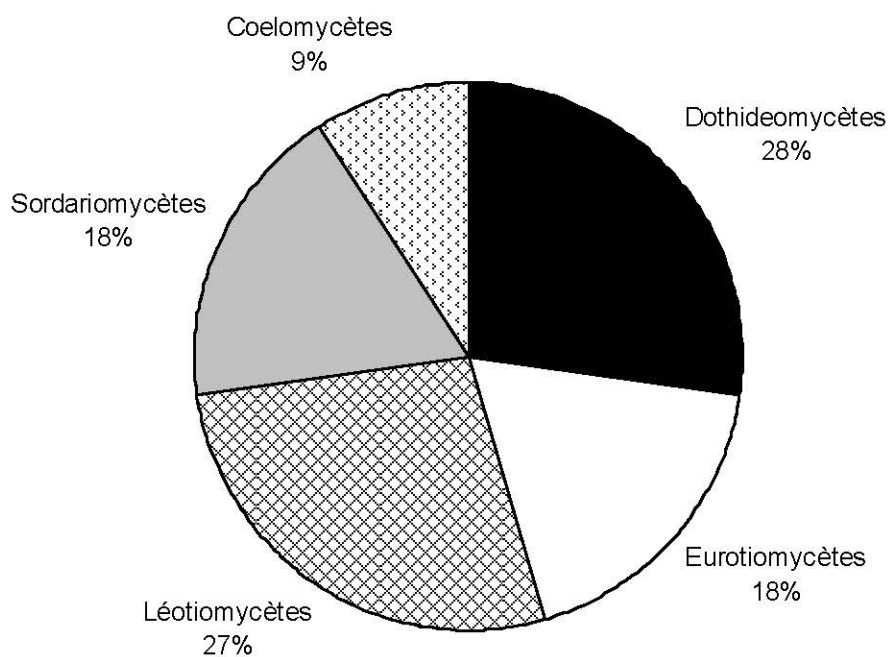
Nous avons pu identifier 11 mycotaxons endophytes associés aux aiguilles de *J. oxycedrus* échantillonnées des sites de Chelaalaa et de Boumerzoug (massif de Belezma).

En matière de richesse en mycobiontes endophytes, les aiguilles échantillonnées de Boumerzoug abritent un nombre de taxons plus important (10 identifiés) que celles prélevées de Chelaalaa (5 taxons uniquement).

Un seul mycotaxon fut l'objet d'une identification moléculaire pour cette étude. Après alignement des séquences partielles des unités génomiques ITS1 et ITS2 et leur soumission à GenBank, nous avons caractérisé une homologie de séquences à 98% avec l'espèce *Arthrinium arundinis* ayant le numéro d'accèsion AM262395. Par ailleurs, les autres taxons furent identifiés par la méthode classique.

La mycoflore endophyte caractérisée chez les aiguilles de *J. oxycedrus* prélevées des deux sites est marquée par une présence quasi-identique des classes des Dothideomycètes et des Léotiomyces, avec une légère supériorité de la 1<sup>ère</sup> (28%) par rapport à la 2<sup>ème</sup> (27%). Mais celles des Sordariomyces et des Eurotiomyces couvrent chacune 18% des taxons identifiés, viennent ensuite les Coelomyces avec 9% des champignons identifiés (figure 14).

Les taxons *Penicillium* sp. 02 Link et *Aspergillus fumigatus* Fresen. marquent les taux d'infection les plus importants parmi les représentants de la mycoflore isolée à partir des aiguilles prélevées de Boumerzoug, avec des FCs de 13,19% et 07,29%, respectivement. Alors que pour certains mycotaxons, isolées uniquement des aiguilles prélevées de ce site, les fréquences de colonisations sont relativement insignifiantes, tel est l'exemple d'*Arthrinium arundinis* (Corda) Dyko & B. Sutton (05,90%), de *Lophodermium juniperi* (Grev.) Darker (03,47%) et d'*Herpotrichia* sp. Fuckel (05,55%). Mais le taxon le plus rarement isolé fut *Diplodia* sp. 02 Fr. (01,04%) (tableau 8).



**Figure 14.** Statut taxonomique des champignons endophytes isolés à partir des aiguilles de *Juniperus oxycedrus* dans les deux sites prospectés du massif de Belezma.

D'autre part, *Penicillium* sp. 02 et *A. fumigatus* sont également fréquents chez les aiguilles provenant de Chelaalaa, mais en revanche, *A. fumigatus* est plus présent (11,45%) que *Penicillium* sp. 02 (07,63%) qui est surclassé par *Diplodia cupressi* A.J.L. Phillips & A. Alves, enregistrant une FC de 10,41% (tableau 8).

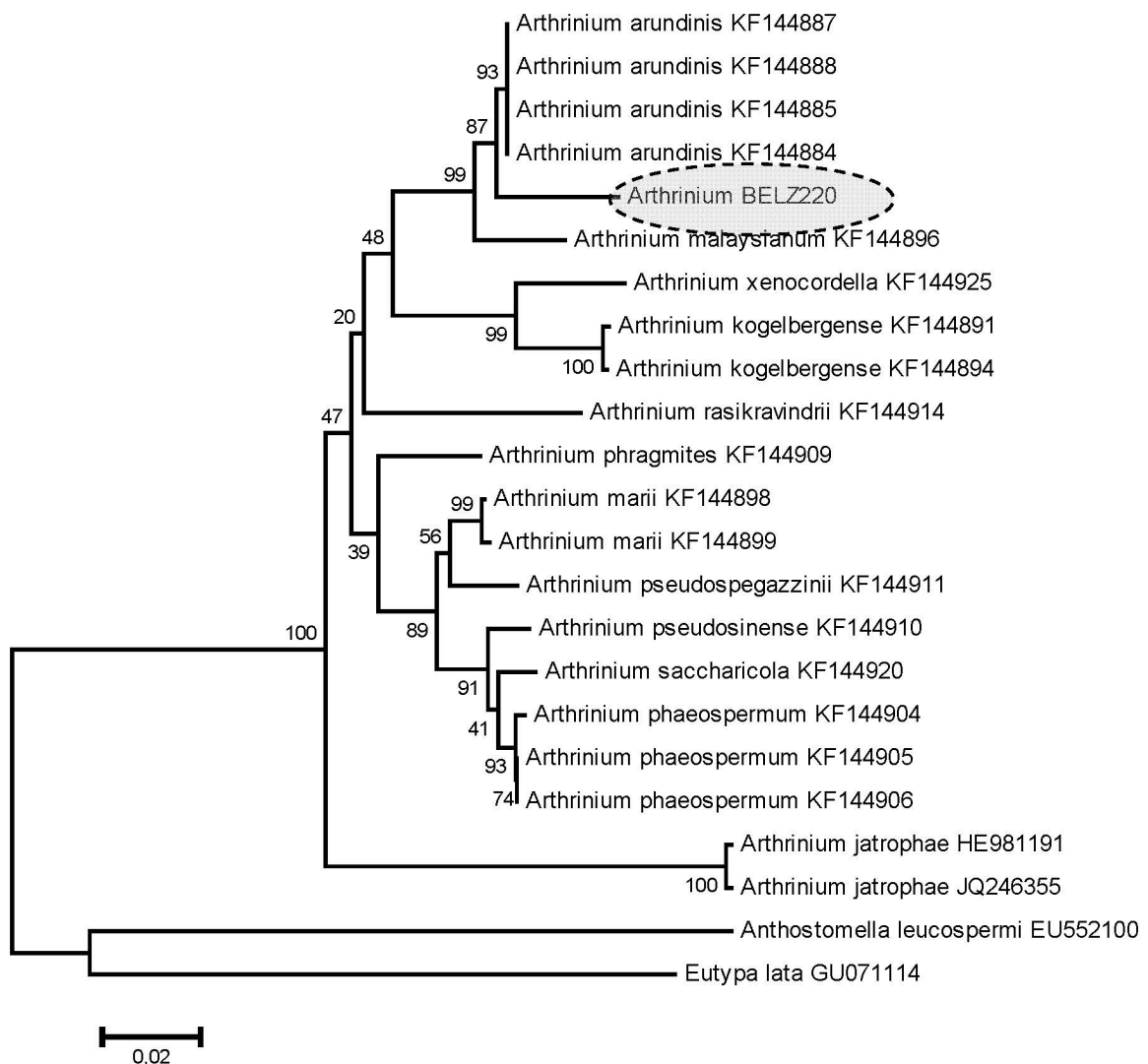
**Tableau 8.** Fréquences de colonisation (FC%) des aiguilles de *Juniperus oxycedrus* prélevées de deux sites du massif de Belezma, par les mycotaxons endophytes identifiés.

Taxon	Dj. Boumerzoug	Dj. Chelaalaa
<i>Arthrinium arundinis</i>	05,90	-
<i>Aspergillus fumigatus</i>	07,29	11,45
COELOMYCÈTES 02	-	01,38
<i>Diplodia cupressi</i>	05,20	10,41
<i>Diplodia</i> sp. 02	01,04	02,43
<i>Fusarium</i> sp. 03	06,25	-
<i>Herpotrichia</i> sp.	05,55	-
<i>Lophodermium juniperi</i>	03,47	-
<i>Penicillium</i> sp. 02	13,19	07,63
RHYTISMATACÉES 01	05,90	-
RHYTISMATACÉES 02	ND <sup>(**)</sup>	-

<sup>(\*\*)</sup> FC % Non déterminée

### II.8.2.2. Analyse phylogénétique du taxon *Arthrinium arundinis* AM262395

L'analyse phylogénétique par la méthode Neighbor-joining accompagnée d'un test Bootstrap à 1000 répliquions dérivées de la comparaison des séquences ITS1 et ITS2 du taxon *Arthrinium* BELZ220 isolé à partir d'aiguilles de *J. oxycedrus* dans notre étude avec celles de certains mycotaxons du même genre (figure 15) indique des liens évolutifs avec des membres du groupe « *arundinis* » isolés à partir de plantes spontanées des régions tempérées du continent Européen; c'est le cas d'*A. arundinis* KF144885 isolé des feuilles du hêtre (*Fagus sylvatica* L.) en suisse (référence), ou encore de l'Asie mineure, cas de la souche KF144884 isolée à partir des feuilles de l'orge (*Hordeum vulgare* L.) en Iran (CROUS et GROENEWALD 2013).



**Figure 15.** Dendrogramme phylogénétique élaboré à partir de la comparaison des séquences des unités ITS1 et ITS2 *Arthrinium* BELZ220 avec d'autres taxons du même genre, isolés à partir de divers substrats selon la méthode statistique Neighbor-joining accompagnée d'un test Bootstrap à 1000 répliquions et le modèle de substitution Jukes-Cantor. Les taxons *Anthostomella leucospermi* EU552100 et *Eutypa lata* GU071114 sont introduits comme étant des représentants exogènes (Outgroup).

### II.8.2.3. Discussion

Du fait que le nombre de mycotaxons endophytes isolés des aiguilles de *J. oxycedrus* lors de cette étude est relativement insignifiant, il est difficile d'évaluer la richesse spécifique de la mycoflore chez cette cupressacée, car le nombre de sites prospectés ne peut pas nous refléter l'image complète ou même partielle du statut taxonomique des champignons endophytes.

Il est probable que la différence ayant marqué la richesse spécifique des mycobiontes endophytes entre les deux sites est attribuée à la situation géographique de ces derniers, bien qu'ils sont très proches l'un de l'autre. PETRINI et CARROLL (1981) ont signalé des disparités considérables en ce qui concerne le nombre de taxons fongiques lors d'une étude menée sur un groupe de Cupressacées sur des sites proches les uns aux autres au niveau des forêts humides des confères de l'Oregon (USA).

La présence dominante des Dothideomycètes et des Léotiomyètes au sein de la mycoflore endophyte des aiguilles de *J. oxycedrus* confirme les résultats obtenus par ARNOLD *et al.* (2007) après isolement des champignons endophytes foliaires de *Cupressus arizonia* et *Platycladus orientalis* en Arizona. Bien que la classe des Dothideomycètes dépasse largement la 2<sup>ème</sup> classe, celle des Léotiomyètes.

Les prospections des mycobiontes endophytes des Cupressacées et surtout celles associées au genre *Juniperus* sont insignifiantes. Celles menées par PETRINI et MÜLLER (1979) et plus récemment par GHERBAWY et ELHARIRY (2014) ont été focalisées dans l'étude des endophytes associés au *J. communis* et *J. procera*, respectivement. Alors que d'autres prospections furent consacrées à certains taxons endophytes, notamment ceux isolés de *J. recurva* (KOUR *et al.* 2008) et de *J. communis* (KUSARI *et al.* 2009) pour leurs activités biologiques. Quand à notre étude, c'est la première qui traite de la diversité des mycoendophytes associés à *J. oxycedrus*.

Les taxons identifiés lors de notre prospection diffèrent largement de ceux isolés par PETRINI et MÜLLER (1979). Ces auteurs ont identifié par exemple à partir des aiguilles de *J. communis* les mycotaxons *Anthostomella formosa*, *Jugulospora* sp. et *Ophiostoma perfectum*. Alors que certains mycotaxons que nous avons identifiés furent isolés également mais à partir des aiguilles de *J. procera* par GHERBAWY et ELHARIRY (2014), c'est le cas d'*Aspergillus fumigatus* et des *Penicillium* dont les auteurs ont signalé leur présence remarquable. Cependant, il est préférable de ne pas élaborer une comparaison avec cette étude ni avec

d'autres études d'ailleurs, pour la simple raison que la notre n'a pu couvrir que deux sites, c'est pourquoi il serait mieux de multiplier les sites de prospection.

L'analyse phylogénétique d'*Arthrinium* BELZ220 démontra l'appartenance de ce taxon au groupe « *arundinis* » largement isolé sous forme endophyte à partir de plantes-hôtes spontanées des régions tempérées de l'hémisphère Nord. Bien que ces dernières soient des angiospermes, il est donc préférable de multiplier les isolements de ce taxon à partir des Cupressacées afin de tracer leur statut évolutif parallèlement à celui du genre *Juniperus*, notamment dans la région méditerranéenne.

### II.8.3. Diversité de la mycoflore endophyte associée aux feuilles de *Quercus ilex* dans les massifs de Belezma et des Aurès

#### II.8.3.1. Résultats

Nous avons pu isoler et identifier 36 mycotaxons endophytes à partir des feuilles de *Q. ilex* prélevées des cinq stations situées dans les massifs de Belezma et des Aurès (tableau 9). Nous rapportons ainsi une richesse relativement importante des champignons endophytes à l'échelle phyllosphérique de cette Fagacée.

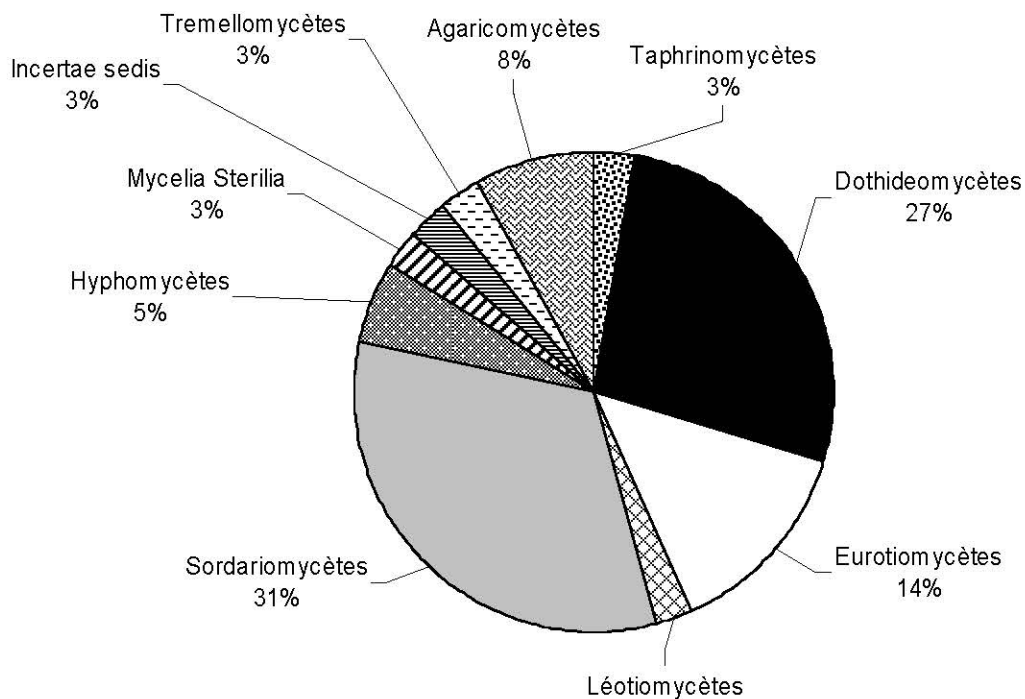
Alors que la plupart des mycotaxons furent identifiées par l'approche classique (morphologique), certains autres ont été identifiés en revanche par voie moléculaire. Il s'agit de l'espèce *Apiognomonia quercina* (Cooke) Sacc. apparentée à la souche GQ452265 enregistrée au niveau de la base GenBank ; *Aspergillus niger* Tiegh. (NA GenBank FJ867942); *Cryptosporiopsis* sp. Bubák & Kabát (NA GenBank GU973506) ainsi que l'espèce *Pestalotia algeriensis* (Sacc. & Berl.) Guba (NA GenBank HM535736).

La mycoflore endophyte identifiée à partir des feuilles de cette Fagacée est hétérogène sur le plan taxonomique. En effet, nous rapportons des taxons représentatifs des phylums ASCOMYCOTA et BASIDIOMYCOTA en plus de certaines formes stériles ainsi que des formes mitosporiques non-identifiées (figure 16).

Les membres affiliés au phylum des ASCOMYCOTA prédominent le statut taxonomique de la mycoflore identifiée avec notamment la classe des Sordariomycètes (31%) non loin de la classe des Dothideomycètes (27%) et les Eurotiomycètes (14%) alors que les Léotiomycètes occupent une place insignifiante (3% seulement) de même que pour la classe des Taphrinomycètes (3%).

Par ailleurs, le phylum des BASIDIOMYCOTA est représenté par deux classes : les Agaricomycètes (8%) et les Tremellomycètes (3%). Enfin, les taxons non-identifiés furent attribués aux Hyphomycètes (5%), aux *Mycelia Sterilia* (3%) et au groupe des *Incertae sedis* (3%) (figure 16).

*Apiognomonia quercina* est le taxon le plus fréquemment isolé avec une FC moyenne de 13,70 % (tableau 9). Mais à l'échelle de la station, nous constatons que ce champignon est beaucoup plus présent au niveau des limbes de feuilles prélevées de Tougurt et Boumerzoug, sites ayant enregistré des taux d'infection de 25,46% et 18,98%, respectivement.



**Figure 16.** Statut taxonomique des champignons endophytes isolés à partir des feuilles de *Quercus ilex* échantillonnées des cinq stations localisées dans les massifs de Belezma et des Aurès.

D'autre part, *Alternaria alternata* est en deuxième position du point de vue fréquence de colonisation, avec une moyenne générale de 9,53% entre toutes les stations, et une présence particulièrement importante chez les feuilles prélevées de Dj. Tougurt (18,51%) et de Dj. Chelia (13,42%). Enfin, *Ascochyta quercus* Sacc. & Speg. vient en troisième position avec une FC moyenne de 8,42%, plus fréquentes au niveau des limbes de feuilles provenant de Dj. Boumerzoug et de Tougurt, avec des FCs de 16,66% et 11,11%, respectivement.

Par ailleurs, nous avons remarqué que certains mycotaxons endophytes furent très rarement isolés, c'est le cas par exemple d'*Epidochium* sp. Fr, de *Mycena quercus-ilicis* Kühner isolé uniquement chez les feuilles échantillonnées de Dj. Chelia, et de *Biscogniauxia* sp. Kuntze. détecté uniquement chez les feuilles échantillonnées de Dj. Boumerzoug (tableau 9).

**Tableau 9.** Fréquences de colonisation (FC%) des feuilles de *Quercus ilex* prélevées des cinq stations des massifs de Belezma et des Aurès ; par les champignons endophytes détectés.

Mycotaxon	Station					Moyenne
	Djerma	Dj. Boumerzoug	Dj. Tougurt	Dj. Chelia	Dj. Khaled	
<i>Alternaria alternata</i>	-	7,41	18,52	13,43	8,33	9,54
<i>Alternaria macrospora</i>	10,65	9,72	8,33	1,39	5,56	7,13
<i>Alternaria</i> sp. 01	-	0,93	4,63	4,17	0,93	2,13
<i>Alternaria</i> sp. 02	2,31	-	-	-	-	0,46
<i>Apiognomonina quercina</i>	8,33	18,98	25,46	8,80	6,94	13,70
<i>Apiognomonina</i> sp.	5,09	-	2,78	-	0,93	1,76
<i>Ascochyta quercus</i>	-	16,67	11,11	6,02	7,41	8,24
<i>Aspergillus niger</i>	3,70	-	-	-	8,33	2,41
<i>Aspergillus</i> sp. 02	-	2,78	-	-	5,09	1,57
<i>Bipolaris</i> sp.	3,24	6,48	5,09	-	3,70	3,70
<i>Biscogniauxia</i> sp.	-	3,24	-	-	-	0,65
<i>Cladosporium herbarum</i>	0,46	2,31	6,94	9,72	-	3,89
<i>Coryneum</i> sp.	1,39	0,93	1,39	-	-	0,74
<i>Cryptosporiopsis</i> sp.	-	-	0,93	7,41	4,63	2,59
<i>Cylindrocarpon</i> sp.	0,93	-	1,85	1,85	4,63	1,85
<i>Diplodia mutila</i>	3,24	-	-	2,78	-	1,20
<i>Epicoccum purpurascens</i>	8,33	2,78	-	6,48	12,96	6,11
<i>Epidochium</i> sp.	0,93	-	-	-	0,46	0,28
<i>Fusarium lateritium</i>	-	2,31	2,31	6,48	17,13	5,65
<i>Fusarium</i> sp. 04	-	-	-	14,81	8,33	4,63
<i>Geniculosporium</i> sp.	1,85	-	-	1,85	10,65	2,87
<i>Hyphomycètes</i> 01	2,31	0,93	3,70	-	-	1,39
<i>Hyphomycètes</i> 02	1,39	6,48	6,02	-	0,46	2,87
<i>Mycelia sterilia</i> 03	8,80	14,81	0,46	6,48	2,31	6,57
<i>Mycena quercus-ilicis</i>	-	-	-	2,78	-	0,56
<i>Neotyphodium</i> sp. 02	3,24	-	-	0,93	2,78	1,39
<i>Nodulisporium</i> sp.	2,78	-	-	-	1,39	0,83
<i>Penicillium</i> sp. 03	3,24	3,70	1,85	2,78	1,85	2,69
<i>Pestalotia algeriensis</i>	-	-	-	7,87	10,65	3,70
<i>Phomopsis</i> sp. 02	0,93	-	3,24	0,46	0,93	1,11
<i>Phyllosticta</i> sp. 02	10,65	5,09	14,35	1,85	0,93	6,57
<i>Rhizoctonia</i> sp.	3,24	-	1,39	-	-	0,93
<i>Taphrina</i> sp.	4,17	-	2,78	-	-	1,39
<i>Tomentella</i> sp.	0,93	-	1,85	3,24	3,70	1,94
<i>Ulocladium</i> sp. 02	6,02	3,70	4,17	7,41	5,09	5,28
<i>Verticillium</i> sp. 02	-	4,17	2,78	-	-	1,39



Sur le plan richesse spécifique, les feuilles ayant été prélevées de Dj. Khaled et de Djerma renferment une mycoflore plus diverse, avec 26 et 25 mycotaxons, respectivement, que celles de Dj. Tougurt (23), de Dj. Chelia (22) ou celle de Dj. Boumerzoug (19) mais nous pouvons constater que la variabilité de cette richesse en mycobiontes endophytes chez les feuilles de *Q. ilex* est relativement insignifiante (figure 17).

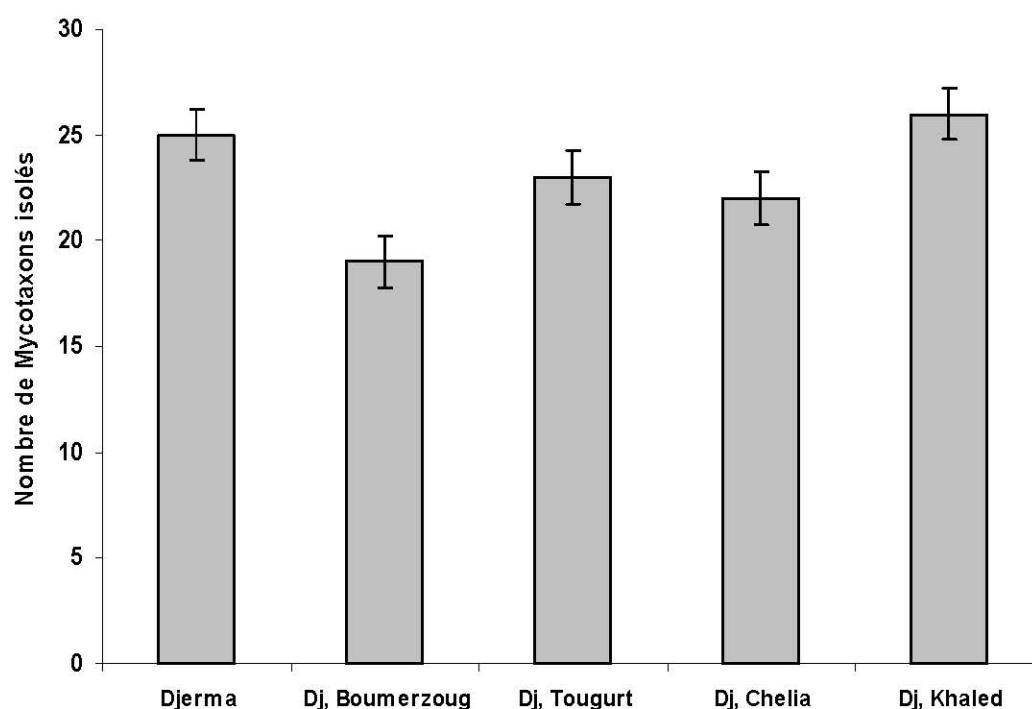


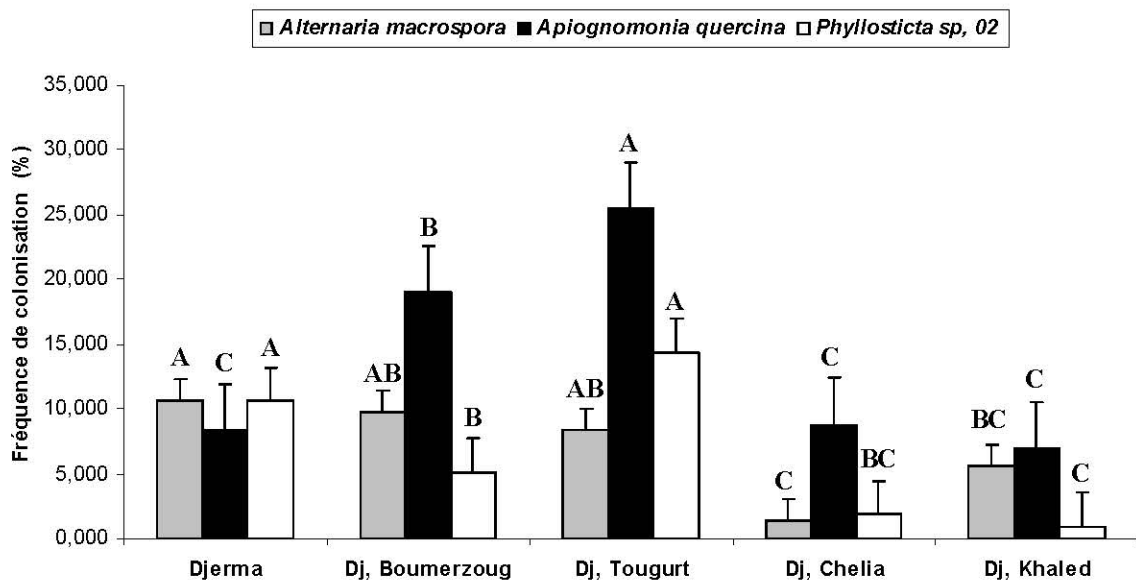
Figure 17. Diversité de la mycoflore endophyte (nombre de mycotaxons) caractérisée chez les feuilles de *Quercus ilex* au niveau des cinq stations prospectées.

L'indice de similarité de Jaccard est relativement insignifiant, il varie entre 0,21 entre les sites de Djerma et de Boumerzoug pour atteindre une valeur maximale de 0,28 entre les sites de Dj. Chelia et Dj. Khaled (tableau 10). Même si la similarité en terme de diversité endophyte est d'autant moins significative entre les sites démontrant des disparités géographiques, ce n'est plus le cas pour ceux de Djerma et Dj. Khaled, enregistrant un indice de 0,26 (tableau 10).

Tableau 10. Indice de similarité de Jaccard, calculé pour les différents sites prospectés pour la diversité de la mycoflore endophyte des feuilles de *Quercus ilex*.

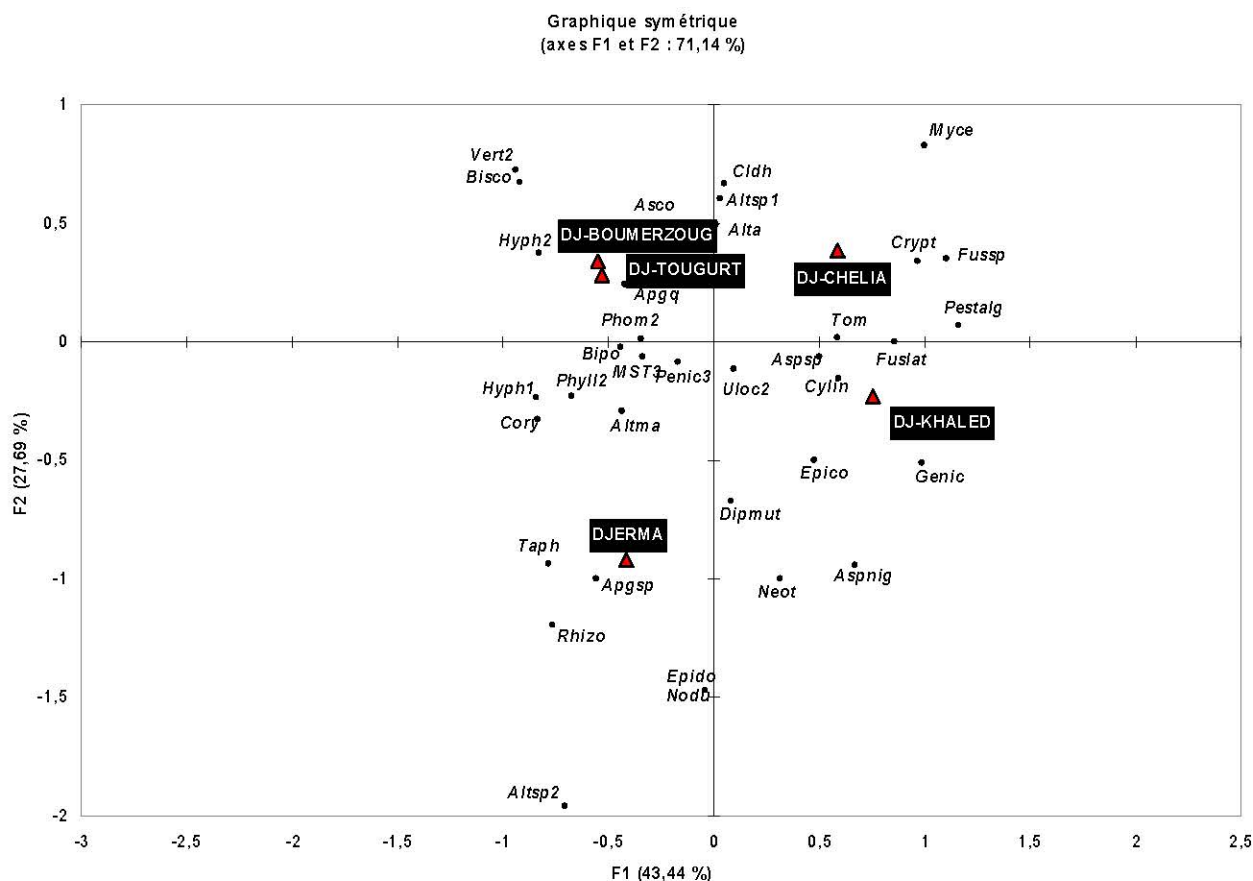
	Djerma	Dj. Boumerzoug	Dj. Tougurt	Dj. Chelia	Dj. Khaled
Djerma	-	0,21	0,26	0,22	0,26
Dj. Boumerzoug	0,21	-	0,27	0,22	0,23
Dj. Tougurt	0,26	0,27	-	0,25	0,25
Dj. Chelia	0,22	0,22	0,25	-	0,28
Dj. Khaled	0,26	0,23	0,25	0,28	-

L'analyse de la variance et le test LSD Fisher à un seuil de probabilité de 5% n'ont démontré aucune différence significative concernant la variabilité des fréquences de colonisation considérées à l'échelle globale, c'est-à-dire à l'ensemble des mycotaxons identifiés, selon l'origine géographique des feuilles échantillonnées. En revanche, des différences significatives ont été révélées quand à la variabilité des FCs considérées à une échelle plus spécifique ou restreinte aux mycotaxons; c'est le cas par exemple pour *Alternaria macrospora* Zimm., et plus particulièrement *Apiognomonia quercina* ( $P < 0,0001$ ) et *Phyllosticta* sp. 02. ( $P < 0,0001$ ) (figure 18).



**Figure 18.** Variation des fréquences de colonisation (%) par trois mycotaxons endophytes en fonction du site de prélèvement des feuilles de *Quercus ilex*. Les lettres majuscules représentent les classes de moyennes élaborées suite au test LSD Fisher à 5%.

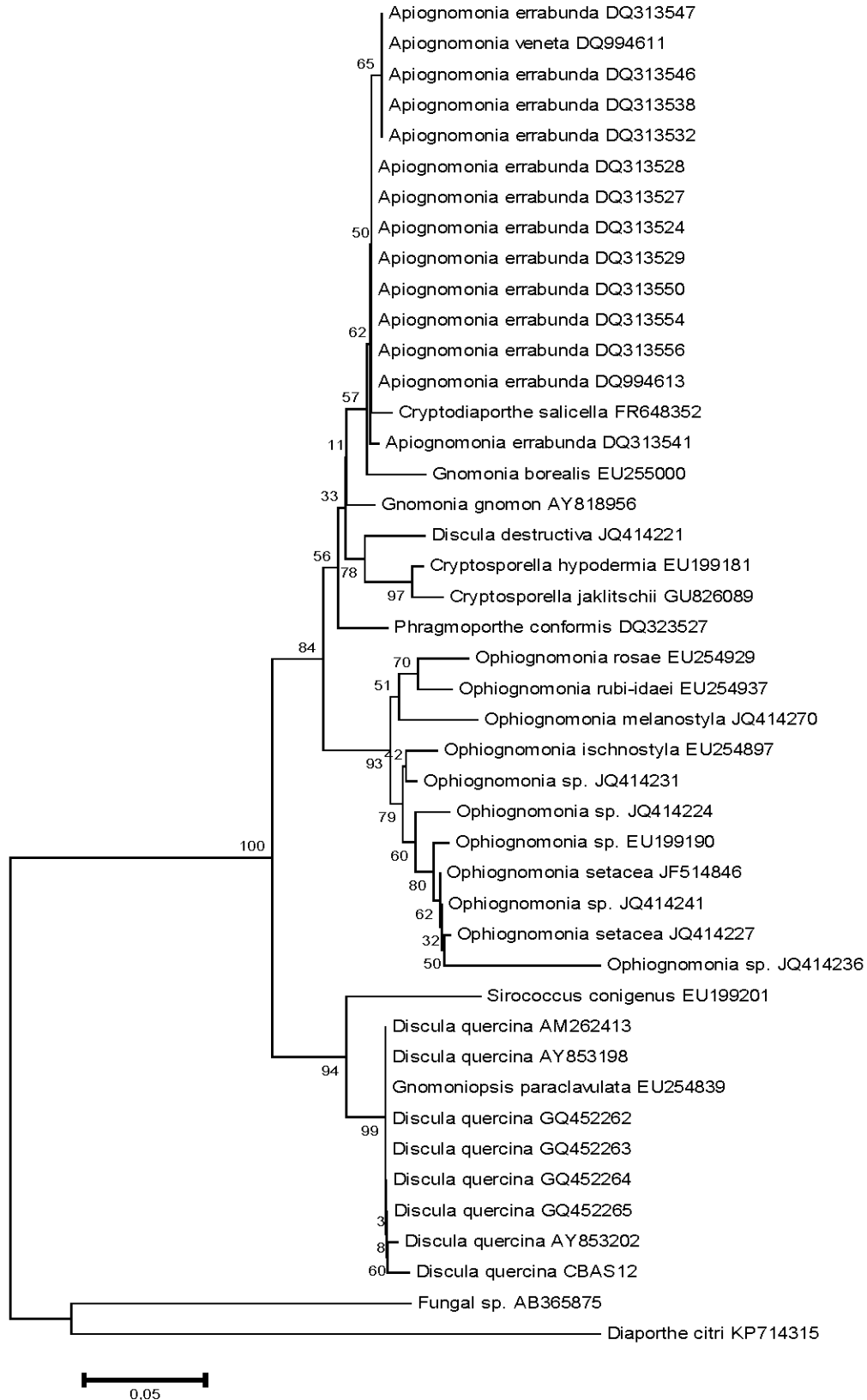
La projection graphique de l'analyse factorielle des correspondances indique une tendance à l'infection des feuilles de *Q. ilex* par des mycobiontes endophytes qui sont considérées comme pathogènes potentiels au niveau des feuilles prélevées de Belezma, notamment Dj. Tougurt et Dj. Boumerzoug (figure 19); c'est le cas d'*A. quercina* et d'*Ascochyta quercus*, alors que d'autres taxons normalement peu compatibles avec l'environnement phyllosphérique et qui sont par contre, vasculaires ou corticaux, sont déjà installés sous forme endophyte, tel est le cas de *Biscogniauxia* sp. et de *Verticillium* sp. 02. par ailleurs, ce sont surtout les taxons typiquement phyllosphérique à croissance très lente qui sont fréquents au niveau des feuilles prélevées de Dj. Khaled et de Dj. Chelia. Ceci est illustré notamment par la présence particulière de *Pestalotia algeriensis* ou encore *Fusarium* sp. 04. ainsi, la présence exclusive de *Mycena quercus-ilicis* au niveau des feuilles échantillonnées de Dj. Chelia illustre un certain degré de spécificité (figure 19).



**Figure 19.** Analyse factorielle des correspondances des assemblages mycoendophytes caractérisés chez la partie foliaire de *Q. ilex* par apport aux sites prospectés

### II.8.3.2. Analyse phylogénétique du taxon *Apiognomonina quercina* (= *Discula quercina*) CBAS12

L'analyse phylogénétique par la méthode Neighbor-joining et la comparaison des séquences ITS1 et ITS2 du taxon *Discula quercina* CBAS12 avec d'autres taxons appartenant à la famille des Gnomoniaceae, indique des liens évolutifs très proches avec des isolats endophytes de la même espèce identifiés sur feuilles des *Quercus* spp. au niveau de la péninsule italienne. D'ailleurs, il s'agit d'un groupe d'isolats hautement spécifique au genre *Quercus*, contrairement aux espèces *A. veneta* et *A. errabunda* (figure 20). Par ailleurs, d'autres isolats représentent des similitudes avec notre isolat malgré certaines divergences qui caractérisent la situation géographique et la plante-hôte, c'est le cas pour les isolats AY853202 et AY853198, identifiés sur feuilles d'un *Quercus* sp. aux Pays-Bas, ainsi que l'isolat AM262413 caractérisé chez les feuilles de *Dactylis glomerata* (Poaceae). L'analyse indique également des similitudes avec une autre Gnomoniaceae, *Gnomoniopsis paraclavulata* avec son isolat EU254839 identifié sur feuilles de *Q. alba* aux USA.



**Figure 20.** Dendrogramme phylogénétique élaboré à partir de la comparaison des séquences des unités ITS1 et ITS2 de *Discula quercina* CBAS12 isolé des feuilles de *Quercus ilex* échantillonnées des massifs de Belezma et des Aurès, avec d'autres Gnomoniaceae par la méthode statistique Neighbor-joining accompagnée d'un test Bootstrap à 1000 réplifications et le modèle de substitution Jukes-Cantor. Les taxons *Fungal sp.* AB365875 (tel qu'il est mentionné par GenBank) et *Diaporthe citri* KP714315 sont introduits comme étant des représentants exogènes (*Outgroup*).

### II.8.3.3. Discussion

Il est considéré dans notre étude que la diversité de la mycoflore endophyte détectée sur feuilles de *Q. ilex* est importante. En effet, cette richesse en mycotaxons est déterminée non seulement à l'échelle des espèces ou genres, mais également du point de vue nombre de groupes taxonomiques supérieurs illustrés par huit familles et deux autres groupes non déterminés.

La diversité des champignons endophytes des Fagacées et plus particulièrement du genre *Quercus* fut l'objet d'une multitude de recherches (PETRINI et FISHER 1990; RAGAZZI *et al.* 2001; ANSEMI *et al.* 2004; LINALDEDDU *et al.* 2011) alors que celle de l'espèce *Q. ilex* fut particulièrement étudiée par FISHER *et al.* (1994) et COLLADO *et al.* (1999). En Afrique du Nord, seule l'étude de SADAKA et PONGE (2003) fut consacrée à la diversité et à la dynamique de la mycoflore endophyte et de litière de *Q. rotundifolia*.

L'abondance des Sordariomycètes au sein de la communauté endophyte foliaire chez cette espèce fut rapportée dans notre étude. D'ailleurs, COLLADO *et al.* (1999) ont constaté la prédominance de cette classe fongique chez *Q. ilex* en Italie, alors qu'ARNOLD *et al.* (2007) énoncèrent dans un bilan de travaux menés sur plusieurs espèces du genre *Quercus* aux USA, la dominance de ce même groupe fongique suivi par les Dothideomycètes, comme il fut constaté dans notre étude.

L'association des Sordariomycètes ainsi que les Dothideomycètes aux feuillages des phytotaxons de la famille des Fagacées a été révélée surtout pour les formes endophytes (FISHER *et al.* 1994; FAETH et HAMMON 1997; COLLADO *et al.* 1999) et saprophytes (SADAKA et PONGE 2003; OSONO 2006). Cette forte présence est attribuée probablement à une affinité pour l'infection latente des Fagacées, notamment les formes sempervirentes. Par ailleurs, la diversité des mycotaxons endophytes appartenant à ces groupes peut prendre un aspect spécifique si nous extrapolons les données en rapport avec la diversité qui marque cette famille botanique ou bien avec la nature des biotopes (JUMPPONEN et JONES 2009; PORRAS-ALFARO et BAYMAN 2011).

L'occurrence des Taphrinomycètes, alors représentés par un seul taxon, *Taphrina*, est restreinte à l'échelle géographique (deux sites du massif de Belezma). Ainsi, il est probable que l'isolement de la forme endophyte de ce mycotaxon caractérisé par un thalle amorphe et rudimentaire et un potentiel pathogénique vis-à-vis des Feuillus (cloques, hypertrophie des

limbes) est issue du statut hygrométrique particulier des feuilles de *Q. ilex* échantillonnés, même si certains auteurs le considèrent comme un champignon non-endophyte, sa présence parmi la mycoflore endophyte fut rapportée chez *Q. macrocarpa* par JUMPPONEN et JONES (2009). Par ailleurs, il a été démontré que *Taphrina wiesneri* peut adopter deux modes trophiques pathogéniques et endophytes sur les feuilles de certaines Rosacées du genre *Prunus* et ce après une analyse des séquences attribuées au gène codant pour le facteur d'élongation  $\alpha$  1 (EF1- $\alpha$ ) détectées dans les tissus foliaires superficiels des *Prunus* spp. (CARRIERI *et al.* 2010).

Nous avons pu isoler le taxon *Discula* (= *Apiognomonina*) *quercina* sous forme endophyte à partir des feuilles échantillonnées de tout les sites prospectés, suggérant ainsi que cette espèce est naturellement fréquente et abondamment associée à la phyllosphère de *Q. ilex*.

*Discula quercina* est la forme asexuée (anamorphe) d'*Apiognomonina quercina* qui fut isolé couramment à partir du feuillage du genre *Quercus*; à titre d'exemple en Amérique du Nord sur feuilles de *Q. garryana* (WILSON et CARROLL 1994) et en Italie sur *Q. cerris*, *Q. pubescens* et *Q. robur* (RAGAZZI *et al.* 1999; RAGAZZI *et al.* 2003). Nous pouvons citer un autre mycotaxon proche du précité et qui également isolé couramment à partir du feuillage de *Quercus*, il s'agit de *Discula umbrinella*, anamorphe d'*Apiognomonina errabunda* (FISHER *et al.* 1994; COHEN 2004), mais plus particulièrement sur *Fagus sylvatica* (SIEBER et HUGENTOBLER 1987; TOTI *et al.* 1993; VIRET et PETRINI 1994; BAHNWEIG *et al.* 2005).

Même si la richesse spécifique de la mycoflore endophyte phyllosphérique caractérisée lors de notre étude est statistiquement insignifiante entre les cinq sites d'échantillonnage, il est estimé que le nombre moyen des mycotaxons en question est relativement important (23) surtout si nous prenons en considération que cette prospection ne fut réalisée que pendant une période précise (printemps) de l'année. FISHER *et al.* (1994) ont pu isoler 60 mycotaxons endophytes à partir des feuilles et des jeunes pousses de *Q. ilex* à partir de trois localités européennes, Mallorca (Espagne), en Suisse et au Royaume-Uni. Les auteurs ont démontré une différence remarquable en terme de nombre de mycotaxons à travers les sites, mais il est à noter que certaines localités sont considérées comme des zones non-natives du chêne vert, ce qui explique les différences du point de vue diversité des mycotaxons ainsi qu'en matière de spécificité d'association; à titre d'exemple, il a été constaté que les champignons endophytes spécifiques à *Q. ilex* tel que *Phyllosticta ilicina* sont exclusivement isolé de Mallorca (Espagne) zone d'occurrence naturelle de cette Fagacée. Alors que de nouvelles espèces

« invasives » furent isolées à partir des feuilles échantillonnées dans les localités situées au Royaume-Uni (FISHER *et al.* 1994).

Par ailleurs, le nombre de mycotaxons endophytes isolés dans notre étude est plus important que celui qui a été caractérisé par COLLADO *et al.* (1999) chez les feuilles, écorces et pousses de *Q. ilex* dans quatre sites de Monte del Pardo, Ontigola et la Matilla (Espagne). Les mêmes auteurs ont pu isoler presque 70% des mycotaxons à partir d'un seul site. Nous rappelons que notre prospection fut effectuée uniquement pour les feuilles du chêne vert, ce qui suggère une diversité plus importante si nous élargissons cette étude vers les autres parties de la plante-hôte.

Si les différences entre les stations sont insignifiantes en matière de diversité globale des champignons endophytes, elles ne le sont pas à une échelle plus restreinte. Considérant la même plante-hôte, des disparités plus ou moins importantes peuvent marquer le statut spécifique de la mycoflore endophyte entre plusieurs sites à cause notamment des disparités géographiques. Ceci marqua notre étude lorsque nous considérons cet aspect à l'échelle plus spécifique des mycotaxons. En effet, nous estimons que ces différences insignifiantes en terme de diversité globale de la mycoflore endophyte sur feuilles de *Q. ilex* sont dues au fait que nous opérons dans une aire d'occurrence naturelle ou climacique de cette fagacée, et ce malgré l'éloignement de certains sites d'échantillonnage situés sur les deux massifs (Dj. Chelia et Dj. Tougurt par exemple).

D'autre part, les fréquences de colonisation des feuilles par certains mycotaxons endophytes marquent des différences plus ou moins considérables, tel est le cas par exemple de *Discula quercina*, *Alternaria macrospora* et *Phyllosticta* sp. 02 qui furent isolés à partir de toutes les stations prospectées. Ces différences des taux de colonisations sont probablement la résultante de l'origine géographique des plantes-hôtes ou encore d'une hétérogénéité morphotypique ou génotypique des mycobiontes. COLLADO *et al.* (1999) révélèrent une variabilité relativement importante des fréquences d'isolement de plusieurs mycotaxons endophytes associés aux feuilles et pousses de *Q. ilex* échantillonnées de 04 sites; allant de 06,90% à 25,91% pour *Pyrenochaeta* sp. et de 02,34% à 13,54% pour *Alternaria alternata*, mais çà ne fut pas le cas pour les autres mycotaxons où les fréquences sont plus ou moins proches.

Si la situation géographique des plantes-hôtes peuvent avoir des conséquences sur les fréquences de colonisation endophyte, d'autres facteurs peuvent être impliqués, tel que l'âge

et l'exposition des feuilles, la densité des individus échantillonnés, la composition floristique de la chênaie, ainsi que la nature et la charge en inoculum fongique, bien que ce dernier élément est très difficile à estimer ou à caractériser car nous ne disposons d'aucune information sur les mécanismes d'infection des feuilles de *Q. ilex* par ces endophytes, considérés usuellement comme « non-systémiques ». Il est à noter également que les divergences géographiques peuvent être également marquées par des différences écologiques en ce qui concerne la physiologie spécifique des sites (PETRINI *et al.* 1992).

La plupart des études qui ont été consacrées à la prospection de la mycoflore endophyte des *Quercus* spp. et plus particulièrement *Q. ilex*, ont laissé les mycologistes constater que même si le nombre de taxons isolés est important, seulement quelques uns sont d'un « déterminisme géographique » ou dits « spécifiques », alors que beaucoup d'autres sont fréquents, indépendamment du site d'échantillonnage (FISHER *et al.* 1994; COLLADO *et al.* 1996; COLLADO *et al.* 1999).

*A. quercina* peut coloniser différents organes des *Quercus* spp. de l'hémisphère Nord, notamment les feuilles des hôtes sains, sénescents ou dépéris (MORICCA et RAGAZZI 2008). La forme asexuée (*D. quercina*) fut décrite pour la première fois par SACCARDO en 1884, et il est considéré comme un mycotaxon endophyte typique des Fagacées méditerranéennes (MORICCA et RAGAZZI 2011). Considéré actuellement comme un complexe taxonomique, ce champignon est marqué par une hétérogénéité génétique et une polymorphie considérable (MORICCA et RAGAZZI 2011) ce qui explique le nombre considérable des morphotypes et des isolats caractérisés à l'échelle moléculaire, particulièrement dans les régions situées sur la rive Nord de la méditerranée (ANSELMINI *et al.* 2004; MORICCA et RAGAZZI 2011).

Ce champignon est déjà connue comme agent causal de l'antracnose sur chêne vert et le genre *Quercus* dans le pourtour méditerranéen (MORELET 1989; LINALDEDDU *et al.* 2009; RAGAZZI *et al.* 1999, 2007). Certaines études ont mis le point sur les liens entre l'aspect étiologique de cette maladie et le comportement trophique du champignon en cause, basculant entre la phase endophyte et pathogénique ainsi qu'avec l'état phytosanitaire des chênaies (RAGAZZI *et al.* 2007; MORICCA *et al.* 2012).

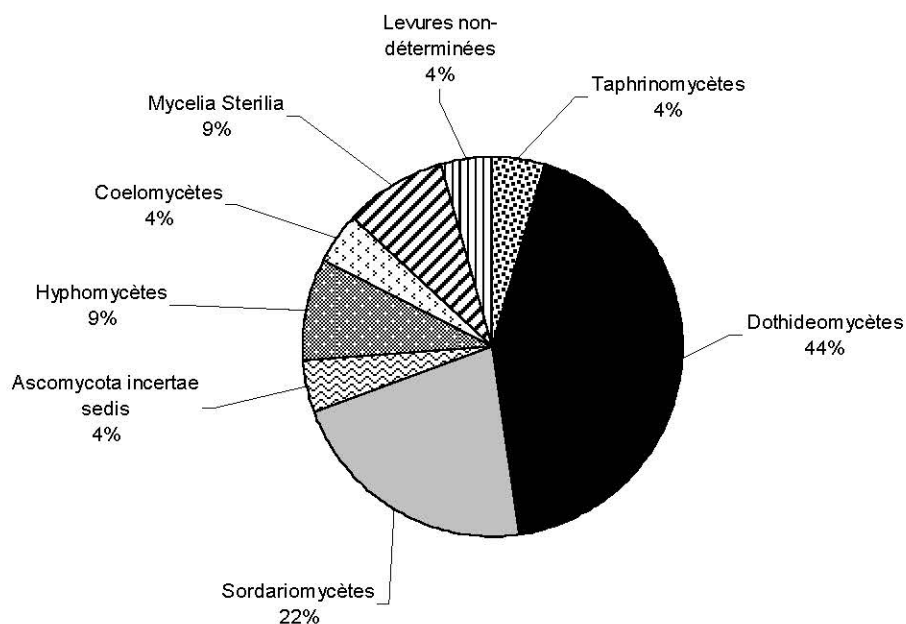


## II.8.4. Diversité de la mycoflore endophyte associée aux feuilles de *Fraxinus xanthoxyloides* dans les massifs de Bélezma et des Aurès

### II.8.4.1. Résultats

La prospection des feuilles du frêne dimorphe échantillonnées des trois localités (Djerma, Dj. Tougurt et Cherchar) nous a permis dans la présente étude de caractériser 23 mycotaxons endophytes. La diversité des champignons est presque identique entre les trois stations échantillonnées, avec 16 taxons isolés des feuilles prélevées de Dj. Tougurt, et 15 pour chacune des deux autres stations, Djerma et Cherchar.

Le phylum des ASCOMYCOTA prédomine la mycoflore endophyte caractérisée. Ainsi, la classe des Dothideomycètes constitue la plus grande trame, avec 44% des taxons, arrive ensuite celle des Sordariomycètes (22%) et les formes asexuées stériles (9%) et conidiennes afructifères ou Hyphomycètes (9% également). Par ailleurs, certaines formes rudimentaires levuroïdes furent caractérisées avec un taux de 4% des taxons, de même que pour le reste des groupes (figure 21).



**Figure 21.** Statut taxonomique des champignons endophytes isolés à partir des feuilles de *Fraxinus xanthoxyloides* échantillonnées à partir des stations localisées dans les massifs de Belezma et des Aurès.

Les fréquences de colonisation ont été calculées pour l'ensemble des taxons endophytes isolés à partir des limbes, nervures centrales et pétioles (tableau 11). Nous constatons d'après les données obtenues que certains champignons infectent à la fois le limbe et le pétiole pour

toutes les feuilles prélevées; c'est le cas par exemple d'*Actinonema* sp., de *Cladosporium fraxinicola* ainsi que *Fusarium lateritium* (tableau 11).

**Tableau 11.** Fréquences de colonisation (FC%) par les champignons endophytes chez les feuilles (limbes, nervures centrales et pétioles) de *Fraxinus xanthoxyloides* prélevées de trois stations prospectées dans les massifs de Belezma et des Aurès

Mycotaxons	Station								
	Djerma			Dj. Tougurt			Cherchar		
	L	N	P	L	N	P	L	N	P
<i>Actinonema</i> sp.	6,48	03,70	09,25	06,01	-	11,57	05,09	-	11,11
<i>Alternaria</i> sp.	12,50	12,04	-	32,40	29,63	-	06,94	18,06	01,85
<i>Apiognomonina</i> sp.	5,55	06,94	01,85	-	-	-	-	-	-
<i>Botryodiplodia</i> sp.	0,18	-	10,64	05,09	09,26	01,85	03,70	00,93	-
<i>Cercospora</i> sp.	6,66	01,85	02,77	05,55	05,56	00,92	-	-	05,09
<i>Chalara</i> sp.	7,87	06,48	05,55	12,03	08,80	05,09	-	-	-
<i>Cladosporium fraxinicola</i>	09,72	04,63	30,09	03,70	-	06,01	15,27	07,41	14,81
Coelomycète 01	-	-	-	-	-	-	08,79	16,67	16,20
<i>Diplodia</i> sp.	02,77	12,50	00,92	12,03	23,61	02,31	03,24	13,43	-
<i>Didymella</i> sp.	-	-	-	16,20	11,11	06,94	04,16	-	05,55
<i>Epicoccum purpurascens</i>	-	-	-	02,31	05,09	-	-	-	-
<i>Fusarium lateritium</i>	04,16	10,65	23,14	01,38	06,02	05,55	02,77	-	11,11
<i>Fusicladium</i> sp.	-	-	-	10,64	-	-	-	-	-
<i>Helicomyces</i> sp.	03,24	01,85	-	01,38	04,17	00,92	-	-	-
Hyphomycète 03	-	-	-	-	-	-	05,55	02,78	00,92
Hyphomycète 04	05,55	04,63	13,88	-	-	-	-	-	-
Levure 02	-	-	-	-	-	-	01,38	01,39	4,62
Mycelia Sterilia 03	08,79	08,33	06,94	08,79	05,56	05,55	-	-	-
Mycelia Sterilia 04	-	-	-	-	-	-	02,31	02,31	6,01
<i>Nigrospora</i> sp.	07,40	-	-	-	-	-	04,16	05,56	-
<i>Septoria</i> sp.	01,38	00,93	01,85	03,24	06,02	02,77	-	-	00,92
<i>Taphrina</i> sp. 02	-	-	-	11,11	-	0,92	-	-	-
<i>Verticillium</i> sp.	-	-	04,62	02,31	00,11	06,01	-	01,39	03,70

L : limbe. N : nervure centrale. P : pétiole

*Actinonema* sp. marqua un taux de colonisation allant de 05,09% pour les limbes de feuilles prélevées de Cherchar et 06,48% pour ceux des feuilles prélevées de Djerma, mais ces taux augmentent pratiquement au niveau des pétioles, allant de 09,25% (Djerma) à 11,57% (Dj. Tougurt) alors qu'au niveau des nervures centrales, seules les fragments issus des feuilles prélevées de Djerma s'avèrent colonisés par ce champignon (03,70%) . Ainsi, les FCs par *F. lateritium* sont également plus importantes au niveau des pétioles et d'un degré moindre au niveau des nervures centrales, alors que pour *C. fraxinicola*, sa variation est d'une allure différente. En effet, le taux moyen de colonisation qui est de 09,72% pour les limbes prélevés de Djerma augmente pour atteindre 30,09% au niveau des pétioles. Il en est de même pour le cas de Dj. Tougurt, alors que, contrairement aux deux stations précitées, la FC moyenne

diminue d'une manière insignifiante de 15,27% pour les limbes à 14,81% pour les pétioles provenant de Cherchar (tableau 11).

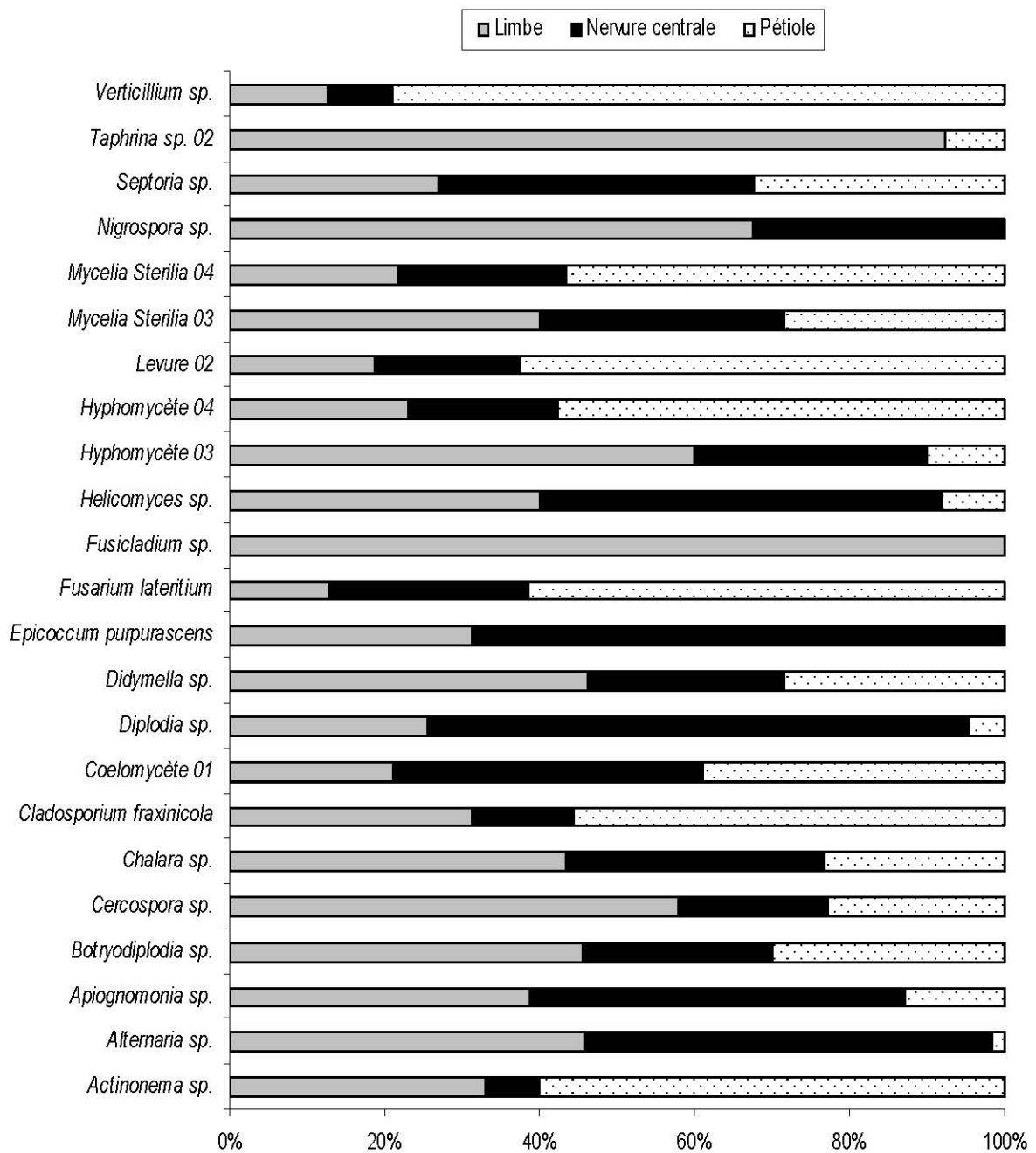
D'autre part, *Fusicladium* sp. fut isolé uniquement à partir des limbes de feuilles provenant de Dj. Tougurt. En revanche, *Epicoccum purpurascens* et *Nigrospora* sp. ont été isolés à partir des limbes et des nervures centrales. Par ailleurs, aucune exclusivité d'infection au niveau pétiole n'a pu être caractérisée à l'échelle globale. C'est le cas par exemple de *Cercospora* sp. isolé à partir des pétioles et des nervures centrales des feuilles échantillonnées de Cherchar, mais isolé également à partir des limbes et des pétioles pour celles prélevées des deux autres stations.

Par ailleurs, *Alternaria* sp. fut le plus important mycotaxon colonisateur des limbes ( $FC = 32,40\%$ ) et des nervures centrales ( $FC = 29,63\%$ ) et ce pour les feuilles prélevées de Dj. Tougurt, tandis qu'au niveau pétiole, *C. fraxinicola* est mycotaxon le plus fréquent ( $FC = 30,09\%$ ) chez les feuilles prélevées de Djerma (tableau 11).

Les taux d'infection les plus faibles des limbes sont ceux enregistrés par *Septoria* sp. (Djerma), *Fusarium lateritium* (Dj. Tougurt), *Fusicladium* sp. (Dj. Tougurt) et une forme levuroïdale (Levure02 / Cherchar) avec une  $FC$  de 01,38%, alors qu'au niveau pétiole, la plus faible  $FC$  de 00,92 fut enregistrée pour *Diplodia* sp. (Djerma), *Cercospora* sp. (Dj. Tougurt), *Taphrina* sp. 02 (Dj. Tougurt), l'Hyphomycète 03 ainsi que *Septoria* sp. (Cherchar). Finalement, *Verticillium* sp. enregistra le taux de colonisation des nervures centrales le plus faible ( $FC = 0,11$ ) au niveau des feuilles échantillonnées de Dj. Tougurt (tableau 11).

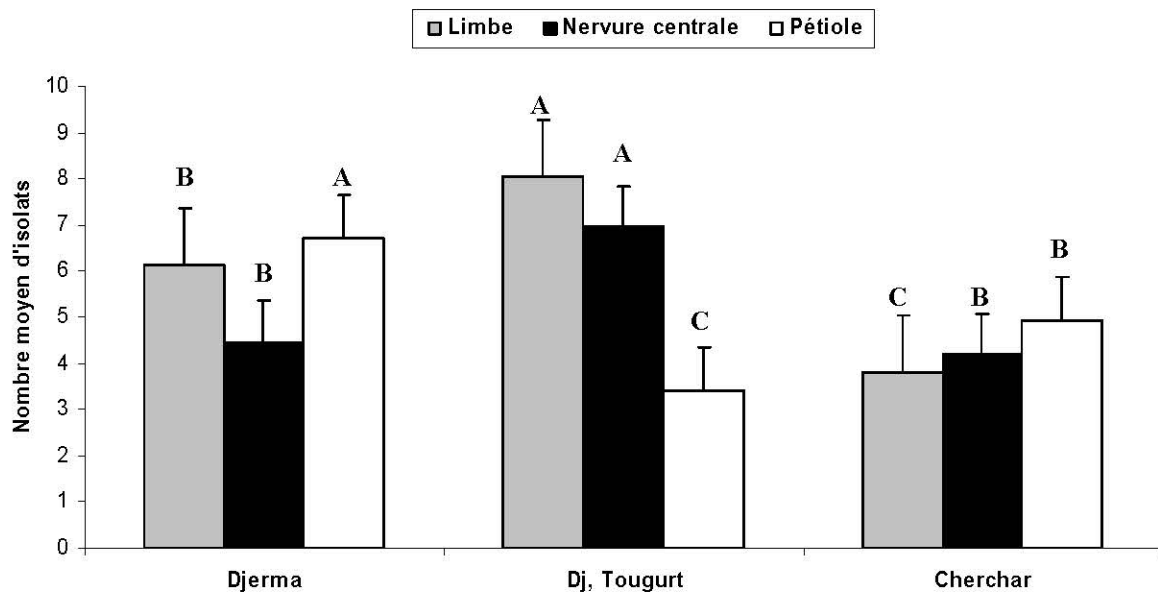
La figure 22 montre la distribution des différents taxons identifiés lors de notre étude, au niveau des trois parties foliaires chez le frêne dimorphe.

Il y a également une variabilité assez importante en matière de nombre d'isolats obtenus, cette variation est illustrée d'un site de prélèvement à un autre. Ainsi, l'analyse de la variance et les tests LSD Fisher démontrèrent des différences significatives ( $P < 0,0001$ ) marquant le nombre moyen des isolats caractérisés selon l'origine géographique (site) des échantillons foliaires (figure 22).



**Figure 22.** Fréquences de colonisation des mycotaxons endophytes selon la partie foliaire de *Fraxinus xanthoxyloides* à partir de laquelle ils furent isolés.

Concernant les limbes, nous avons pu obtenir un maximum d'isolats à partir des échantillons prélevés de Dj. Tougurt, par contre, et pour les pétioles, ceux prélevés de Djerma générèrent le plus grand nombre d'isolats. Enfin, les isolats infectant les nervures centrales sont beaucoup plus importants au niveau des échantillons originaires de Dj. Tougurt.

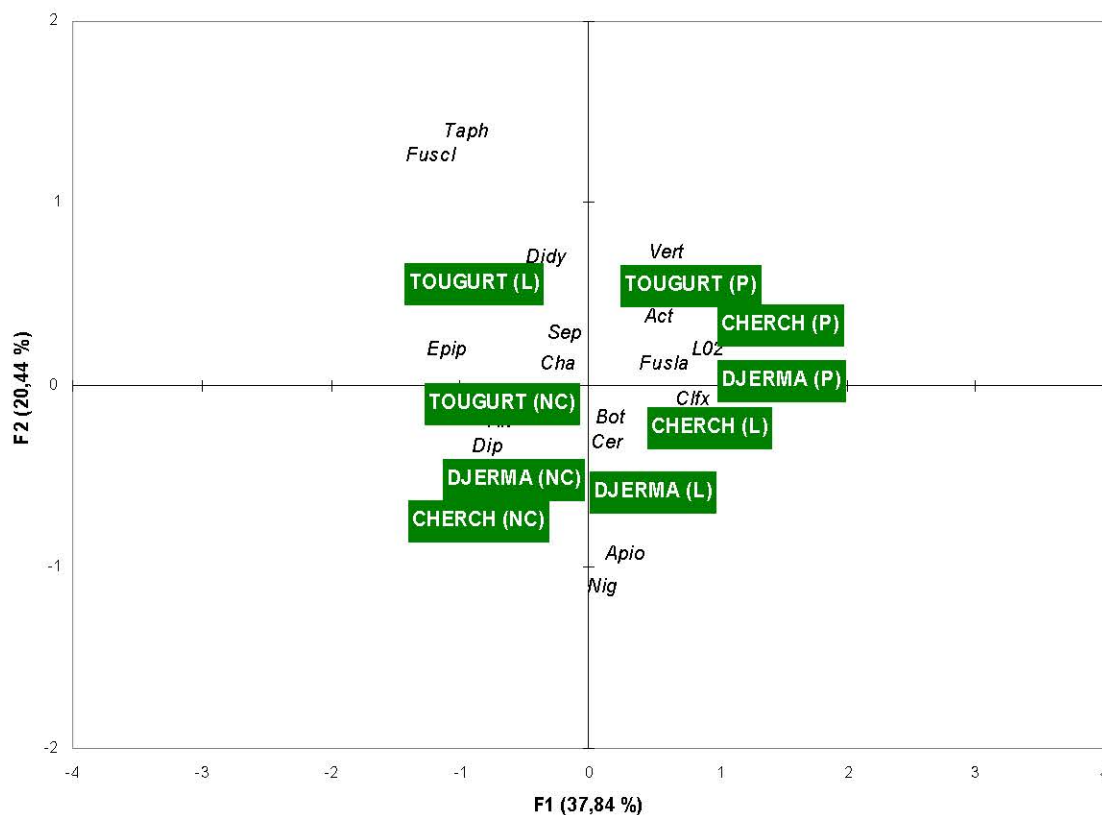


**Figure 23.** Variation du nombre moyen des isolats fongiques caractérisés sur les différentes parties foliaires de *Fraxinus xanthoxyloides* en fonction du site de prélèvement. Les lettres représentent les classes de moyennes élaborées suite au test LSD Fisher à 5%.

D'après la figure ci-dessus, nous remarquons également qu'un nombre insignifiant d'isolats fut obtenu à partir des limbes de feuilles prélevées de Cherchar, donnant ainsi un constat global stipulant que les feuilles de *F. xanthoxyloides* sont moins riches en mycotaxons endophytes comparativement aux deux autres stations de Belezma.

Par ailleurs, l'analyse factorielle des correspondances nous distingue un groupe de mycotaxons endophytes (*Verticillium* sp, *Actinonema* sp. et *Fusarium lateritium*, *Cladosporium fraxinicola*, levure 02) qui tendent à infecter les pétioles de *F. xanthoxyloides* pour les feuilles échantillonnées des trois sites (figure 23) ainsi qu'un groupe renfermant *Alternaria* sp., *Diplodia* sp. et *Epicoccum purpurascens* ayant une tendance d'infection de la nervure centrale. Cependant, deux autres groupes divergents ressortent de cette analyse, faisant une distinction entre un premier groupe avec des mycotaxons qui tendent à infecter les limbes des feuilles prélevées de Djerma et de Cherchar (*Botryodiplodia* sp. et *Cercospora* sp.) et un deuxième groupe ayant des mycotaxons spécifiques aux limbes des feuilles prélevées de Dj. Tougurt (*Didymella* sp., *Taphrina* sp. et *Fusicladium* sp.) (figure 24).

Graphique symétrique  
(axes F1 et F2 : 58,28 %)



**Figure 24.** Analyse factorielle des correspondances illustrant la répartition des mycotaxons endophytes selon la partie foliaire infectée de *F. xanthoxyloides* pour les trois sites étudiés (L= limbe; NC= nervure centrale; P= pétiole).

Par ailleurs, les indices écologiques ont été calculés avec une estimation de la diversité calculée par ma méthode des répliques qui se base sur l'extrapolation des données relatives à l'abondance-dominance des mycotaxons identifiés sur chaque partie foliaire de *F. xanthoxyloides* et au niveau des trois stations prospectées.

Il en ressort que l'indice de diversité moyen entre les trois parties foliaires (limbes, nervures centrales et pétioles) de Shannon le plus important est celui enregistré pour les feuilles prélevées de Dj. Tougurt, ainsi, l'indice de dominance le plus significatif est celui enregistré pour les pétioles et les nervures centrales des feuilles prélevées de toutes les stations (tableau 12).

**Tableau 12.** Indices écologiques et estimateurs de diversité, calculés pour les mycoflores endophytes caractérisées au niveau des feuilles de *Fraxinus xanthoxyloides* prélevées des trois stations étudiées.

Indices	Djerma			Dj. Tougurt			Cherchar		
	<i>L</i>	<i>N</i>	<i>P</i>	<i>L</i>	<i>N</i>	<i>P</i>	<i>L</i>	<i>N</i>	<i>P</i>
Taxons	14	12	12	16	12	13	12	10	12
Isolats	221	161	241	290	250	122	137	151	177
Dominance	0,09	0,11	0,16	0,11	0,14	0,11	0,11	0,14	0,11
Simpson	0,91	0,89	0,84	0,89	0,86	0,89	0,88	0,82	0,87
Shannon	2,49	2,28	2,09	2,44	2,19	2,33	2,29	1,90	2,21
Régularité	0,86	0,82	0,68	0,71	0,75	0,79	0,82	0,67	0,76
Fisher alpha	3,32	3,00	2,66	3,65	2,63	3,68	3,17	2,41	2,91
Chao 2	13,96 ± 0,21	11,87 ± 0,47	11,90 ± 0,43	15,94 ± 0,37	11,86 ± 0,35	11,81 ± 0,88	11,97 ± 0,22	9,69 ± 0,87	11,87 ± 0,70
Jackknife 1	14,08 ± 0,40	12,26 ± 0,76	12,25 ± 0,71	16,22 ± 0,62	12,12 ± 0,61	12,49 ± 1,09	12,13 ± 0,45	10,21 ± 1,10	12,34 ± 0,91
Bootstrap	14,05 ± 0,25	12,19 ± 0,49	12,16 ± 0,46	16,10 ± 0,38	12,13 ± 0,42	12,40 ± 0,74	12,05 ± 0,26	10,46 ± 0,75	12,27 ± 0,63

*L* : limbes. *N* : nervures centrales. *P* : pétioles.

#### II.8.4.2. Discussion

Les études portant sur la mycoflore associée au feuillage du genre *Fraxinus* ont été conduites notamment en zones aux climats tempérés, presque sur une seule espèce, *F. excelsior*, ce fut le cas ainsi de l'étude de BODDY *et al.* (1987); GRIFFITH et BODDY (1988); UNTERSEHER *et al.* (2007); REIHER (2011) et SCHOLTYSIK *et al.* (2012) dont les principaux objectifs ont été focalisés dans la caractérisation écologique de la diversité mycofloristique de cet hôte, mais les études récentes furent conduites pour mettre le point sur la dynamique des mycoendophytes et sa relation avec le déclenchement de certaines maladies cryptogamiques redoutables sur les frênes, surtout celle induite par *Chalara fraxinea* (HAYATGHEIBI 2013).

Compte tenu du nombre de mycotaxons isolés à partir des feuilles de *F. xanthoxyloides* lors de notre étude, nous pouvons constater que la partie de foliaire de cet Oléacée abrite une mycoflore riche, non seulement en terme d'unités taxonomiques inférieures (avec 23 taxons), mais également sur le plan de classes, et ce comparativement à l'inventaire mené par UNTERSEHER *et al.* (2007) dans la forêt de Leipzig (Allemagne) sur les endophytes de *F. excelsior* où ils ont pu caractériser 25 mycotaxons, contrairement à SCHOLTYSIK *et al.* (2012) ayant caractérisé plus de 30 taxons sur *F. excelsior*. Sachant ainsi que ces études ont été réalisées sur des périodes plus prolongées que la notre, suggérant ainsi des échantillonnages répétés au fur et à mesure de la succession des saisons, sans prendre en compte la divergence biogéographique de l'hôte, qui est dans notre cas, caractéristique des zones semi-arides (YAHY *et al.* 2008; WALLANDER 2008).

Nous avons caractérisé une dominance de la classe des Dothidéomycètes (44 %) suivie par celle des Sordariomycètes (22 %), ce fut le même cas lors de l'étude de SCHOLTYSIK *et al.* (2012) sur *F. excelsior* où les classes des Dothidéomycètes et des Sordariomycètes occupaient 73 % et 21 % de la mycoflore endophyte foliaire, respectivement.

Il n'y a pas eu de différences en matière de nombre des mycotaxons endophytes entre les trois stations prospectées mais plutôt du point de vue taux de colonisation, spécificité de l'association endophyte ainsi qu'en terme de partie foliaire infectée comme ce fut le cas pour plusieurs isolats. La variabilité des niveaux d'infection foliaire par le même mycotaxon endophyte sur feuilles de *F. xanthoxyloides* peut résulter entre autres, à la divergence géographique des sites prospectés et plus particulièrement aux conditions locales propres à chacun de ces derniers. En effet, si nous examinons les valeurs moyennes du coefficient de



similarité de Jaccard, nous constaterons qu'elles sont revues à la baisse si les stations échantillonnées sont éloignées; c'est le cas par exemple pour celui enregistré pour Djerma et Dj. Tougurt qui est de 0,24, pour atteindre 0,18 (soit une diminution de 25 %) pour celui calculé entre Dj. Tougurt et Cherchar, ou encore 0,14 entre Djerma et Cherchar (soit une diminution de 41,67 %).

Nous estimons que la disparité géographique entre, d'une part, les deux sites affiliés au massif de Belezma et d'autre part, le site de Cherchar situé dans la trame Nord des Aurès a permis l'occurrence écologique et le développement des peuplements de *F. xanthoxyloides* d'une manière plus ou moins divergente. En effet, il est à mentionner que les individus échantillonnés à partir des deux sites de Belezma se retrouvent pour la plupart sur la bordure des cours d'eau, contrairement aux individus échantillonnés dans le site de Cherchar où ils se retrouvent éparpillés sur une pente relativement forte, loin de toute source d'eau. D'autre part, des différences d'altitude peuvent être mentionnées car il est évident que les individus échantillonnés de Cherchar poussent sur une altitude plus considérable que celles de Djerma et de Dj. Tougurt (Belezma). Les statuts des biotopes au niveau desquels les individus échantillonnés se développent indiquent des conditions locales spécifiques qui impliquent certains facteurs primordiaux pour l'élaboration des assemblages endophytes avec la plante-hôte tel que l'exposition, la température, l'humidité de la canopée, la densité de la végétation sans oublier les conditions édaphiques ainsi que la physionomie, suggèrent par conséquent des différences en matière de taux de colonisation foliaire, spécificité d'association et même d'évolution de la dynamique de l'infection à travers les saisons.

Mais puisque les infections foliaires par les mycoendophytes sont asymptomatiques, il est difficile de tirer conclusion tout en énonçant l'implication de l'un ou de l'autre ou encore l'interaction de certains de ces facteurs, c'est pourquoi il est important de restreindre nos arguments à l'échelle géographique. D'ailleurs, la divergence géographique entre les deux sites de Belezma et le site des Aurès a marqué non seulement le statut qualitatif des taxons endophytes isolés mais également le nombre d'isolats caractérisés sur les différentes parties foliaires examinées.

L'isolement spécifique de certains champignons endophytes à partir d'une partie bien distincte de la feuille (limbe, nervure centrale et pétiole) indique une répartition spécifique des mycotaxons à travers les différents compartiments de cet organe, mais également une restriction histologique de sa colonisation par les mycoendophytes.

La répartition des mycotaxons endophytes au niveau foliaire de *F. xanthoxyloides* marque deux aspects principaux: d'une part, le nombre d'isolats caractérisés par partie et d'autre part, la tendance du taxon fongique à infecter une partie ou une autre (la spécificité histologique de l'infection). Alors que le nombre d'isolats varie pour la même partie des feuilles échantillonnées entre les trois sites, le plus grand nombre fut isolé à partir des pétioles pour les sites de Djerma et de Cherchar, ce qui indique une tendance à l'infection des tissus vasculaires des feuilles, mais le statut inverse de cette répartition chez les feuilles prélevées de Dj. Tougurt, qui illustre un nombre important d'isolats au niveau des limbes, peut indiquer un environnement plus propice au niveau de cette partie au profit des mycoendophytes tel que la surface foliaire, la largeur des feuilles ainsi que l'humidité au niveau de la canopée. Mais la modalité de la préparation des segments foliaires peut déterminer l'ampleur et les fréquences d'isolement. En effet, dans une étude menée sur 05 phytotaxons, GAMBOA *et al.* (2002) ont constaté que le nombre d'isolats endophytes isolés à partir des fragments de limbe les plus petits est plus important que pour les fragments ayant des dimensions plus importantes. Cette variabilité fut constatée également avec la longueur des pousses de *F. excelsior* (GRIFFITH et BODDY 1988).

La répartition spécifique des champignons endophytes au niveau des différentes parties foliaires de la plante-hôte fut l'objet de plusieurs études. HILARINO *et al.* (2011) ont démontré que la fréquence de colonisation pour les différents taxons fongiques diffère entre limbe, nervure centrale et pétiole chez *Bauhinia brevipes* (Fabaceae), certains taxons comme le complexe *Phomopsis* spp. marquèrent une tendance à coloniser les pétioles et la nervure centrale comparativement au limbe.

Dans notre étude, nous avons constaté que certains mycotaxons endophytes tendent à coloniser une partie foliaire de *F. xanthoxyloides* au détriment de l'autre, ceci peut indiquer la nature trophique de l'endophyte et la spécificité histologique d'infection, le cas par exemple de *Verticillium* sp. et de *Fusarium lateritium*, beaucoup plus isolés à partir du pétiole et de la nervure centrale qui marquent une concentration des tissus vasculaires, ou encore *Diplodia* sp. et *Epicoccum purpurascens* concentrés au niveau de la nervure centrale ainsi que *Fusicladium* sp. au niveau des limbes. D'autres études confirment que la variabilité spatiale peut refléter la spécificité trophique du champignon en question (BERNSTEIN et CARROLL 1977; WILSON et CARROLL 1994; MOSTERT *et al.* 2000; TOOFANEE et DULYMAMODE; 2002; HATA *et al.* 2002; KANNAN et MUTHUMARY 2012; BEHIE et BIDOCHKA 2014).

Nous avons relevé une présence caractéristique du taxon *Chalara* sp. au niveau des trois parties foliaires de *F. xanthoxyloides* échantillonnées des deux stations de Belezma, cette présence est un peu plus marquante pour le site de Dj. Tougurt. Ce mycotaxon peut être considéré comme un pathogène latent, car les *Chalara* spp. sont des « chalarose » ou flétrissement des Oléacées et certains sont à l'origine du phénomène de dépérissement des *Fraxinus* et des *Phillyrea* dans le continent Européen et Américain. C'est le cas de *Chalara fraxinea* T. Kowalski (anamorphe d'*Hymenoscyphus pseudoalbidus* Queloz, Grünig, Berndt, T. Kowalski, T.N. Sieber & Holdenr.) (BAKYS *et al.* 2009; CHANDELIER *et al.* 2010; DRENKHAN et HANSO 2010; PAUTASSO *et al.* 2013; EPPO 2013; GROSS *et al.* 2014).

Bien que notre prospection n'a révélée aucune présence des symptômes témoignant une atteinte des frênes dimorphes par cette maladie, il est recommandé d'entamer des études étiologiques pour déterminer le potentiel d'infection par le champignon qui doit être à son tour, identifié à l'échelle de l'espèce ainsi que les risques d'une apparition de la maladie au niveau des différents sites, notamment si nous mettons en considération que *C. fraxinea* est de nature endophyte et peut changer de comportement vers le parasitisme (KIRISITS 2008).

## **CHAPITRE III**

# **BIOPROSPECTION DES CHAMPIGNONS ENDOPHYTES: INDICATION DU STATUT PHYTOSANITAIRE DES CEDRAIES PROSPECTEES DE BELEZMA**

### III. BIOPROSPECTION DES CHAMPIGNONS ENDOPHYTES: INDICATION DU STATUT PHYTOSANITAIRE DES CEDRAIES PROSPECTEES DE BELEZMA

#### III.1. Aperçu bibliographique

En plus de leurs rôles primordiaux dans les fonctionnements majeurs des écosystèmes, les champignons endophytes peuvent s'avérer d'une importance capitale comme bioindicateurs de l'état phytosanitaire des stations forestières.

Cette caractéristique particulière est due entre autres, à leur plasticité et variabilité comportementale à l'égard des conditions environnementales régnantes. Partant ainsi du principe que l'association plante-champignon endophyte est la résultante d'un antagonisme équilibré (SCHULZ et BOYLE 2006). Ceci suggère que les deux partenaires coexistent en parfaite harmonie, mais qui est en même temps vulnérable aux changements du milieu symbiotique, conduisant ainsi et en premier lieu, aux interférences au niveau physiologique de la plante-hôte, s'exprimant par des altérations morphophysiologiques et un affaiblissement qui peut exercer une « pression de sélection » pesant sur la bioécologie et le comportement trophique du champignon partenaire. Ce dernier, peut s'adapter aux divers changements qui marqueront son environnement symbiotique, en exprimant des réponses qui pointent dans divers cas une stabilité et/ou une résilience qui peuvent conduire vers un *shift* du comportement trophique, passant entre la phase mutualistique vers la phase parasitaire (LANIER *et al.* 1965; MINTER 1981; BARKLUND 1987; CARROLL 1988; SUSKE et ACKER 1989; KOWALSKI 1991; RAGAZZI *et al.* 1999; SMITH *et al.* 2003; MORICCA et RAGAZZI 2011; GAO *et al.* 2013).

L'implication des réponses des champignons endophytes aux changements du milieu furent étudiées pour différents modèles écologiques impliquant des essences forestières feuillues (MORICCA et RAGAZZI 2011) et résineuses (MINTER 1981; GIORDANO *et al.* 2009). Beaucoup de ces études donnent une importance à l'analyse comparative de la biologie de l'infection fongique des essences forestières saines et dépéries ainsi que la pathométrie et l'évolution des symptômes, eut égard au changement trophique de certains mycotaxons ou encore à une déviation de l'ampleur de la colonisation du végétal par ces derniers. Mais le phénomène de dépérissement des essences forestières est un problème à étiologie complexe qui nécessite d'approfondir les études étiologiques en la matière, et les champignons endophytes peuvent faire partie de la donne.

Malgré toutes les avancées et le volume de recherches consacrées à l'étude des communautés mycoendophytes des essences forestières, il y a peu d'informations qui traitant l'implication de ces microorganismes particuliers dans les phénomènes de dépérissement (RAGAZZI *et al.* 2003; GONTHIER *et al.* 2006; GIORDANO *et al.* 2009; MARTINEZ-ÁLVAREZ *et al.* 2012). Il s'agit uniquement d'études destinées pour la compréhension de l'impact corrélatif du statut écophysiological de la plante-hôte sur la bioécologie et la physiologie ainsi que le comportement trophique des champignons endophytes; cas par exemple de l'état hydrophysiologique de l'aubier chez *Pinus sylvestris* (GIORDANO *et al.* 2009), ou encore la relation avec le statut nutritif et hygrométrique du sol (HAMILTON *et al.* 2009).

Dans ce cadre analytique, cette partie de notre recherche fut consacrée à la bioprospection du champignon endophyte *Lophodermium cedrinum*, isolé préalablement des aiguilles du cèdre de l'Atlas pour ses potentialités indicatrices du statut phytosanitaire des cédraies prospectées du massif de Bélezma, en analysant des traits morphologiques, physiologiques et étiologiques des formes asymptomatiques (endophytes) et symptomatiques de ce mycotaxon.

## III.2. Les mycobiontes endophytes et le déterminisme du statut phytosanitaire des cédraies dans le massif de Belezma: cas de *Lophodermium cedrinum*

### III.2.1. Introduction

Le genre *Lophodermium* Chevall. (Ascomycota / Rhytismataceae) ainsi que son anamorphe *Leptostroma* Fr. (Syn = *Schizoderma* Ehrenb.; *Thyriostroma* Died.) fut l'un des mycotaxons endophytes les plus fréquemment isolés à partir des feuilles des Gymnospermes, particulièrement les Pinacées (CARROLL et CARROLL 1978; MINTER 1980; HARZALLAH *et al.* 2009; SIEBER *et al.* 1999; STEFANI et BERUBE 2006; BOTELLA et DIEZ 2011). Cependant, comme il fut mentionné dans la première partie du présent document, plusieurs espèces appartenant à ce genre sont à l'origine d'un groupe de maladies affectant les aiguilles, connues communément sous l'appellation anglo-saxon de *Needle-cast* ou « rouges cryptogamiques » (MINTER 1981; LANIER *et al.* 1965).

Du point de vue étiologique, les *Needle-cast* des Pinacées ont été étudiées en stipulant l'implication des facteurs environnementaux ainsi que le statut physiologique de la plante-hôte dans l'apparition et le développement des symptômes (MINTER 1981; BUTIN 1981; LANIER *et al.* 1965) ou encore l'émancipation de la maladie sur une grande échelle spatiotemporelle (ADAMS et ROBERTS 1988; SAKUYAMA 1997; HANSO et DRENKHAN 2007) ainsi que les stratégies de lutte (MINTER 1993).

En revanche, nous ne disposons pas d'informations suffisantes sur les rôles que peuvent jouer les agents causaux de ces maladies (*Lophodermium* spp. et leurs anamorphes) dans les fluctuations du statut phytosanitaire des essences forestières résineuses surtout dans les régions situant sous climats tempérés. Cette indication peut être illustrée à titre d'exemple, par la dynamique de la maladie du rouge cryptogamique au cours de l'année, déterminée par l'incidence de l'agent causal ainsi que la sévérité des symptômes sur l'hôte, sans oublier certains paramètres associés aux aspects végétatif et reproductif et les traits physiologiques du champignon.

En se basant sur les données obtenues lors de la première partie de notre étude, il a été démontré que *L. cedrinum* est un mycotaxon fréquent à l'état endophyte au niveau des aiguilles de *C. atlantica* prélevées des trois stations du massif de Bélezma. Mais puisque les symptômes du *Needle-cast* sont quasi-présents sur terrain (rencontrés à plusieurs reprises)

nous avons jugé utile l'analyse comparative des formes endophytes (asymptomatiques) et pathogènes (symptomatiques) de ce champignon, à travers:

L'étude de l'incidence des formes symptomatiques du champignon suscité sur des sujets de *C. atlantica* courant une année comparativement aux fréquences d'infection (incidence) par les formes endophytes;

L'étude de l'incidence et la morphométrie des structures de reproduction chez les formes symptomatiques de *L. cedrinum*, *in planta* et au niveau de la litière du cèdre de l'Atlas;

L'étude comparative des caractères cultureux et morphologiques des mitospores (conidies) des deux formes du champignon, cultivées sur différents milieux de culture; et enfin

Caractérisation de quelques activités enzymatiques des deux formes fongiques.

Notant ainsi que les stations échantillonnées ou suivies sont les mêmes que pour la 1<sup>ère</sup> fois: Dj. Tougurt, Dj. Bordjem et col Telmet.

Nous énonçons comme hypothèses que:

- L'expression des caractères infectieux asymptomatiques et symptomatiques du mycoendophyte *L. cedrinum* sur cette pinacée suggère que des traits morphologiques et physiologiques de ce champignon peuvent différer pour des raisons étiologiques et écologiques.
- La phase symptomatique du rouge cryptogamique sur *C. atlantica* au niveau du massif de Bélezma commence dès la période automnale, période qui coïncide avec l'entrée en phase de reproduction de cette Pinacée.

Enfin, nous avons essayé d'élaborer un récapitulatif du cycle de la maladie au niveau des cédraies dans le massif de Bélezma, partant de tout évidence des données étiologiques que nous disposons à l'issue de cette étude.



## **III.2.2. Analyses du statut étiologique et biotique de *L. cedrinum* dans son milieu naturel**

### **III.2.2.1. Matériels et Méthodes**

#### **III.2.2.1.1. Analyse de l'incidence des formes asymptomatiques et symptomatiques de *L. cedrinum***

Courant la même période de l'étude effectuée pour la prospection de la mycoflore endophyte, des échantillonnages furent réalisés sur des individus de *C. atlantica* montrant des symptômes apparents et bien distincts, générés par le rouge cryptogamique sur leurs aiguilles (témoignant la présence de la forme symptomatique de *L. cedrinum*). Ces prélèvements ont été effectués au niveau des stations déjà prospectées au cours de la première partie expérimentale (Dj. Tougurt, Dj. Bordjem et col Telmet).

Les manifestations qui indiquent la présence de cette maladie sur cèdre sont facilement reconnaissables, cependant, leur intensité est nettement tributaire de la période de l'année; celles les plus marquantes s'illustrent par un jaunissement léger des aiguilles situées au niveau de la base du houppier et qui peut s'intensifier en virant à la couleur jaune-orange (mais rarement au brun, rouge, rose ou mauve cyanique). L'authentification de la maladie est rendue plus facile en détectant sur les aiguilles des fructifications sexuées ou ascomata de type hystérothécies et/ou asexuées connues sous le nom de conidiomata de types pycnides.

Selon les observations effectuées sur terrain, la présence de ces fructifications sur pied n'est pas forcément associée à la décoloration foliaire de l'hôte, mais ce n'est plus le cas pour aiguilles sénescents de la litière).

Enfin, il faut mettre le point sur les possibilités de confusion avec certaines manifestations liées probablement aux stress abiotiques (rarement) ou des signes d'une défoliation par d'autres bioagresseurs surtout pour les arbres isolés.

L'identification a pu être réalisée au même titre que la forme endophyte (première partie) et ce après réensemencement des propagules anamorphes (conidies) du champignon. D'ailleurs, nous avons trouvé des difficultés pour la reproduction des colonies à partir du téléomorphe.

L'échantillonnage fut porté sur 10 sujets par station à raison de 5 par catégorie d'infection (5 sujets asymptomatiques et 5 individus symptomatiques). Les aiguilles sont prises à partir de la base du houppier. Les échantillonnages ont été réalisés en l'année 2011 au début du chaque

mois, à compter du janvier jusqu'à décembre. Pour des raisons techniques, les prélèvements des mois de juillet et de septembre ont été effectués deux fois.

Pour chaque arbre échantillonné, les aiguilles asymptomatiques sont stérilisées superficiellement (HELANDER *et al.* 1994 modifié) et réparties à raison de 10 aiguilles excisées au niveau des parties apicales et basales par boîte de Petri contenant le milieu MEA (*Malt Extract Agar*). 5 répétitions (boîtes) sont considérées pour chaque arbre. Nous avons donc pour l'ensemble des individus échantillonnés par station un nombre total de 250 aiguilles.

Par ailleurs, et pour la forme symptomatique, le même nombre d'aiguilles fut échantillonné des arbres atteints par la maladie. Ce prélèvement est effectué sans tenir en compte de la présence des fructifications du champignon, c'est pourquoi nous considérons l'incidence de la forme symptomatique (%) par rapport au nombre total d'aiguilles échantillonnées au hasard, toujours à partir de la base du houppier, à l'opposé des aiguilles issues d'individus asymptomatiques, où l'incidence n'est que la fréquence d'infection (%) par la forme endophyte de *L. cedrinum*.

Les incidences moyennes des formes asymptomatiques et symptomatiques enregistrées chaque mois au niveau de chaque station sont comparées afin de déterminer pour chaque station l'ampleur la plus marquante parmi les deux formes de ce champignon et de connaître la période de l'année pendant laquelle l'infection est plus importante et *vice-versa*.

#### **III.2.2.1.2. Densité des structures reproductrices de *L. cedrinum* au niveau des aiguilles de *C. atlantica***

Des aiguilles atteintes par le rouge cryptogamique, démontrant des structures reproductrices sexuées (hystérothécies) et asexuées (pycnides) de *C. atlantica* ont été échantillonnées des trois stations suscitées à la fin du mois d'avril de l'année 2010.

Les aiguilles ont été prélevées en masses (rosettes) à partir des arbres (*in planta*) et dans une deuxième reprise, à partir de la litière (aiguilles sénescents) pour sélectionner par la suite au niveau du laboratoire celles externalisant les structures reproductrices, car il est très difficile de les distinguer sur terrain à moins d'utiliser un outil de magnification.

Ainsi, les aiguilles porteuses des formes fructifères de *L. cedrinum* furent distinguées *via* des observations minutieuses en utilisant le stéréomicroscope (Carl Zeiss). Ensuite, chaque

aiguille est examinée en comptant le nombre total de fructifications ainsi que le nombre de chaque type de ces dernières, c'est-à-dire les hystérothécies (ascocarpes) et les pycnides (conidiomata).

Les hystérothécies représentent une forme particulière des périthéciums (périthèces) prenant une allure elliptique (MINTER 1980; MINTER et SHARMA 1982; ORTIZ-GARCIA *et al.* 2003), mais il est considéré parfois comme forme spéciale de l'apothecium (HORST 2013). Souvent, elles sont fréquemment subépidermiques et marquées par la présence d'un sillon longitudinal de déhiscence qui permet la libération des asques qui libèrent à leur tour les ascospores (KIRK *et al.* 2008). Ce type de fructification est particulièrement connu chez les Rhytismatales (Ascomycota) à l'instar des genres *Lophodermium*, *Rhabdocline* Syd., *Hypoderma* DC. et *Ploiooderma* Darker (KIRK *et al.* 2008).

Par ailleurs, les pycnides (conidiomata) sont plus rudimentaires que les hystérothécies, et sont présents souvent sous forme de petits points d'une couleur terne ou noirâtre. Les conidiomata des Rhytismataceae juxtaposent souvent les hystérothécies, c'est pourquoi il est primordial d'examiner minutieusement les aiguilles pour distinguer les deux formes fructifères notamment chez le genre *Lophodermium*.

D'autre part, la longueur des aiguilles sur lesquelles nous avons enregistré et quantifié les structures reproductrices de *L. cedrinum* est mesurée afin de vérifier la corrélation entre ce paramètre et l'ampleur des signes du pathogène (nombre de fructifications fongiques) pour les prélèvements *in planta* et de la litière. Après capture et calibrage des photos prises par scannage (EPSON) des aiguilles à une résolution de 600 x 600 dpi., la longueur de l'aiguille fut mesurée via le logiciel Mesurim Pro Version 3.4 sous licence libre (GNU) et disponible sur le lien <http://acces.ens-lyon.fr/acces/logiciels/mesurim/telechargement>.

#### **III.2.2.1.3. Morphométrie des structures reproductrices téléomorphes de *L. cedrinum***

Les aiguilles de *C. atlantica* sur lesquelles la quantification des structures reproductrices du champignon et la longueur ont été effectuées, furent l'objet d'une préparation histologique afin d'opter aux mesures morphométriques des structures reproductrices téléomorphes du champignon.

Les aiguilles prélevées subissent d'abord un traitement basique au KOH à 3 %, ensuite, elles sont rincées à l'acide acétique glacial (0,3 %) puis à l'eau distillée. Nous pratiquant ensuite

des coupes transversales au niveau des hystérothécies pour avoir des sections perpendiculaires par rapport au plan longitudinal de ces fructifications. Ces coupes ont été effectuées en utilisant une lame rasoir.

Les sections sont ainsi réalisées sur des lames en verre auxquelles nous ajoutons des gouttelettes de KOH à 3 % et du réactif de Melzer (JOHNSTON 1989). Les spécimens sont montés par un léger écrasement (*squash mounting*) en les couvrant par des lamelles sur lesquelles une pression mécanique est pratiquée. Cette procédure facilite l'observation et les mesures de la longueur des asques et des ascospores ainsi que la couleur de ces derniers.

D'autre part, d'autres aiguilles sont segmentées pour avoir des fragments qui renferment des hystérothécies. Ces fragments sont traités au KOH (5%) sur une plaque chauffante durant 20 minutes, puis, et après refroidissement, un rinçage à l'eau distillée est effectué, suivi par un traitement acide (l'HCl à 0.6 %). Chaque fragment est rincé ensuite une 2<sup>ème</sup> fois à l'eau distillée puis monté entre lame et lamelle. Chaque montage est réalisé sur gouttelette de baume du Canada et les spécimens sont stockés dans un congélateur pendant 72 heures. Les montages sont ensuite récupérés pour effectuer les observations au microscope optique (Zeiss Axiostar) et nous enregistrons la longueur des hystérothécies.

La longueur des hystérothécies, la longueur des asques ainsi que la longueur des ascospores ont été mesurées via le logiciel Mesurim Pro Version 3.4 après la réalisation d'une série de photos (microphotographie) des structures fongiques précitées en utilisant un appareil numérique (Canon) adapté au microscope suscit.

Les mesures des structures reproductrices notamment les asques et les ascospores nécessitent d'abord l'élaboration d'une échelle qui sera attribuée et standardisée pour tout les spécimens photographiés en prenant une image d'un frottis de globules rouges saines que nous connaissons déjà la longueur unitaire (7  $\mu\text{m}$ ) et le grossissement. Cette image dite « image-étalon » sera référencée pour définir et sauvegarder l'échelle que nous élaborons *via* Mesurim Pro.

### **III.2.3. Analyses des données**

Eut égard que la quantification des fructifications du champignon ainsi que les morphométries portées sur ses formes reproductrices tiennent en compte le facteur station (trois) et la nature du substrat foliaire (deux substrats à savoir l'arbre lui-même et la litière), les données ainsi

obtenues sont sujettes à une analyse de variance (ANOVA) déséquilibrée à deux facteurs avec interaction, afin de caractériser l'ampleur et la signification de leurs effets, individuellement ou en interaction, sur:

Le nombre moyen des fructifications sexuées et asexuées par aiguille de *C. atlantica* ;

La longueur moyenne des hystérothécies de *L. cedrinum* ;

La longueur moyenne des asques fertiles de *L. cedrinum* ;

La longueur moyenne des ascospores de *L. cedrinum*.

D'autre part, nous avons opté pour une analyse de la régression linéaire simple afin de caractériser la nature de la corrélation entre la longueur de l'aiguille de *C. atlantica* et le nombre d'hystérothécies du champignon selon le type de substrat foliaire. De même que pour la longueur de l'aiguille et la longueur moyenne des hystérothécies.

Enfin, une analyse factorielle discriminante (AFD) a été élaborée dans un but de classer les différentes catégories biotiques de *L. cedrinum* selon l'origine géographique d'isolement à travers l'introduction d'un ensemble de données ( $n$  observations) attribuées aux variables relatives à la longueur et la largeur des hystérothécies ainsi que la longueur des asques et des ascospores.

### III.2.4. Résultats

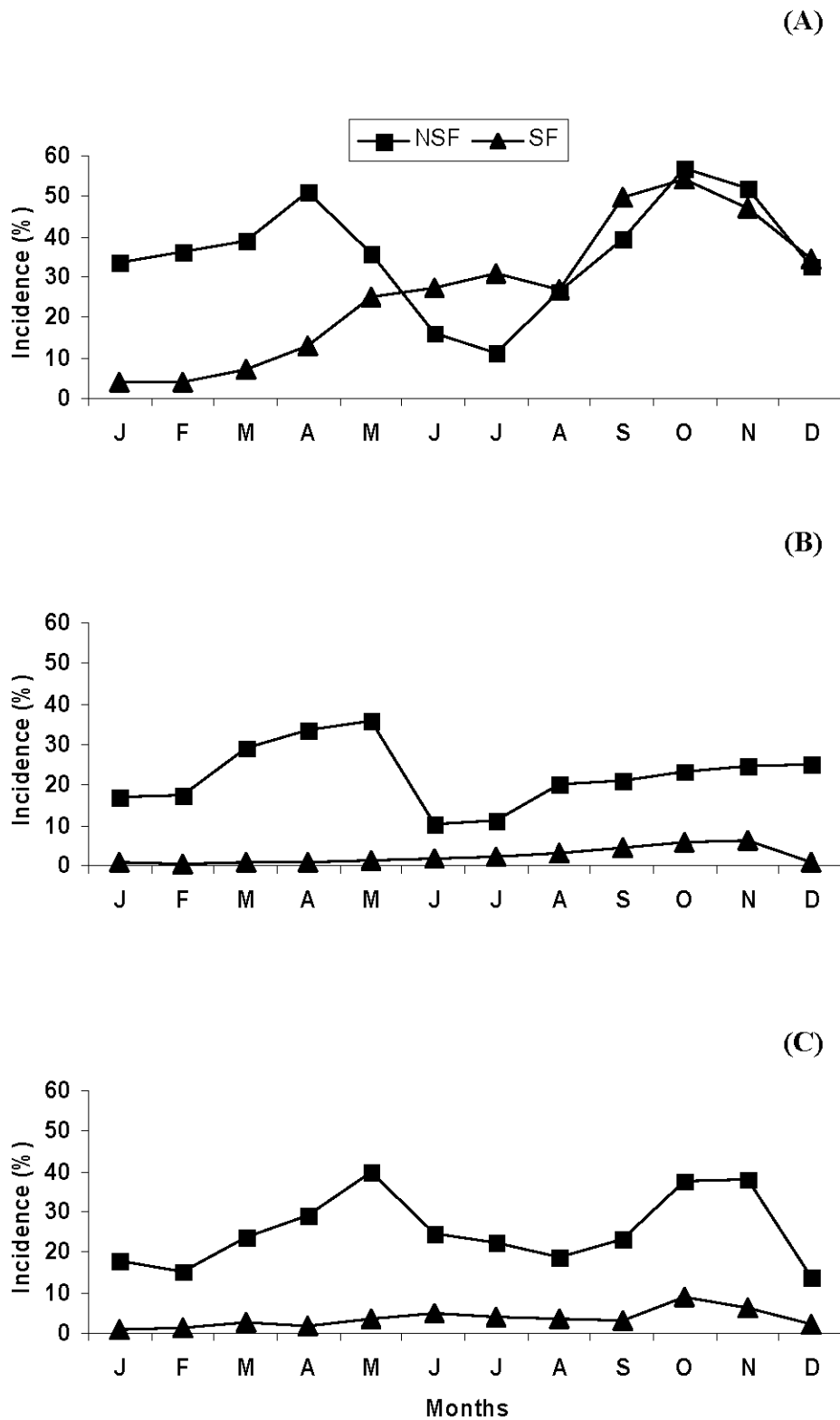
La prospection effectuée courant 12 mois successifs nous a démontré que l'incidence des formes asymptomatiques (FNS) de *L. cedrinum* sur les aiguilles de *C. atlantica* dépasse celle des formes symptomatiques (FS), à l'exception de la station de Dj. Tougurt (figure 25) où nous avons trouvé que les aiguilles qui externalisent les symptômes du *Needle-cast* atteignent un taux relativement élevé à partir du mois d'avril avec 13 % pour atteindre un 1<sup>er</sup> pic au mois de juillet (30,9 %) et un 2<sup>ème</sup>, le mois d'octobre avec une incidence de 54,3 % (figure 25).

D'autre part, il est remarqué que le taux de colonisation par les formes asymptomatiques du champignon est particulièrement important au niveau des aiguilles échantillonnées de Dj. Bordjem et du col Telmet entre mars et mai ou lorsqu'il atteint son apogée (figure 25) alors que pour la station de Dj. Tougurt, ce taux de colonisation enregistre un niveau encore plus élevé dès le mois de janvier (33,4 %) pour atteindre un maximum de 50,9 % et de 56,9 % pour les mois d'avril et d'octobre, respectivement.

En analysant les données ainsi obtenues, nous constatons que l'incidence des formes endophytes de *L. cedrinum* sur les aiguilles de *C. atlantica* est marquante au cours de deux périodes de l'année; c'est-à-dire vers la fin des saisons printanière et automnale, à l'opposé de la saison estivale. Par ailleurs, celle des formes symptomatiques est particulièrement importante au cours de la saison automnale et ce pour toutes les stations, à l'exception de Dj. Tougurt où elle augmente dès la fin du printemps pour continuer jusqu'à l'automne.

Les fructifications de *L. cedrinum* sur les aiguilles de *C. atlantica* enregistrèrent une intensité variante entre les stations ou encore selon la nature des aiguilles échantillonnées elles-mêmes (aiguilles sur pied *vs.* aiguilles sénescents prélevées de la litière).

Nous discernons ainsi que les nombres moyens d'hystérothécies ne diffèrent pas entre les trois stations prospectées (tableau 13) indépendamment du type de substrat. D'autre part, l'externalisation de ces fructifications sexuées est plus importante chez les aiguilles sénescents prélevées de la litière, là une moyenne générale par aiguille de 2,29 pour toutes les stations est enregistrée et pratiquement, le nombre s'est doublé par rapport à celui enregistré chez les aiguilles prélevées sur pied (tableau 13).



**Figure 25.** Incidences des formes asymptomatiques (endophytes ou NSF) et symptomatiques (SF) des isolats de *L. cedrinum* isolés des aiguilles de *C. atlantica* durant une année d'investigation sur les trois sites étudiés du massif de Bélézma. A, Dj. Tougurt; B, Dj. Bordjem; C, col Telmet.

Par ailleurs, nous avons enregistré un nombre moyen de conidiomata qui varie d'une manière plus notable entre les stations étudiées pour les deux types de substrats foliaires. Cette importance numérique des fructifications anamorphes est plus marquante chez les aiguilles prélevées directement des cèdres de Dj. Tougurt.

**Tableau 13.** Importance numérique<sup>(a)</sup> des fructifications sexuées et asexuées de *Lophodermium cedrinum* développées sur les aiguilles de *Cedrus atlantica* échantillonnées directement sur l'arbre (non sénescentes) et à partir de la litière (sénescentes) à travers les stations étudiées.

	Station					
	Dj. Tougurt		Col Telmet		Dj. Bordjem	
	H	C	H	C	H	C
Sur pied	01,18	01,52	01,60	00,94	01,04	00,59
Litière	02,19	01,03	02,52	00,92	02,17	00,60

<sup>(a)</sup> Les valeurs représentent le nombre moyen de fructification. H, hystérothécies; C, conidiomata.

L'analyse de la variance révéla un effet substrat plus significatif sur le nombre moyen des hystérothécies par apport à l'effet station en se référant à la valeur de F (tableau 14), ce qui signifie que la fructification sexuée de *L. cedrinum* sur aiguilles du cèdre est d'autant plus intense avec la sénescence de ces dernières. Ce constat est confirmé par les résultats de l'analyse de la variance (tableau 14) et le test LSD de Fisher à 5 %.

**Tableau 14.** Analyse de la variance à deux facteurs démontrant la variabilité du nombre d'hystérothécies de *L. cedrinum* par aiguille de *C. atlantica*

Source de variation (SV)	Degré de liberté (DDL)	Somme des carrés (SC)	Moyenne des carrés (MC)	Valeur de F	Pr>F
Modèle	5	381,03	76,20	71,31	< 0,0001
Station	2	49,63**	24,81	23,22**	< 0,0001
Substrat	1	329,15***	329,15	308,03***	< 0,0001
Station X Substrat	2	2,24*	1,12	1,05*	0,3494
Erreur	1254	1339,96	1,06		
Total corrigé	1259	1720,99			

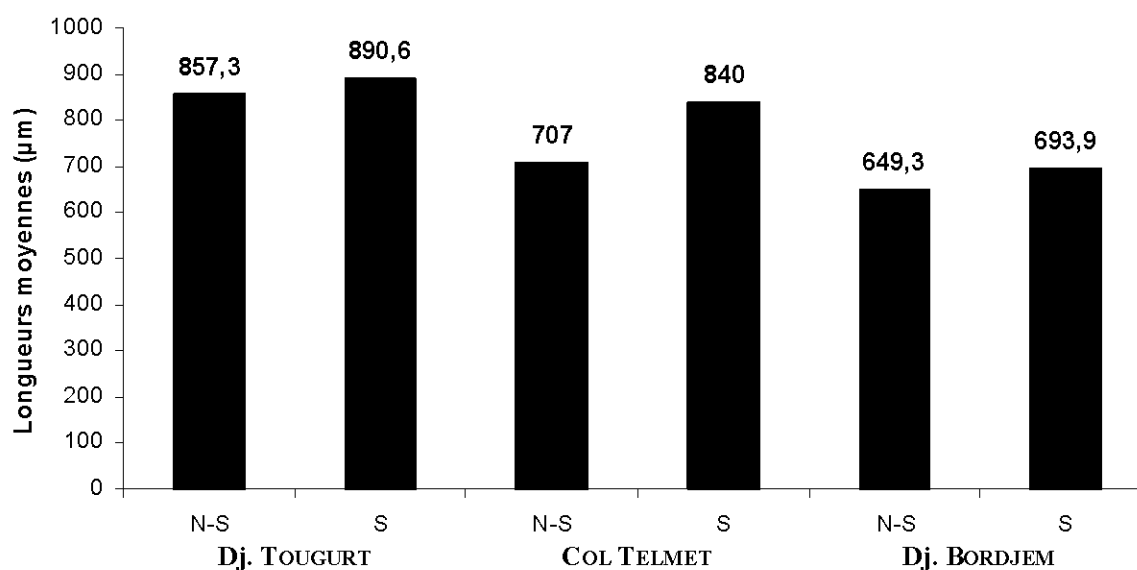
Par contre, nous constatons que la variabilité du nombre de fructifications asexuées du champignon sur les aiguilles de *C. atlantica* est beaucoup plus influencé par l'origine géographique (station) de prélèvement de ces dernières, ceci est évident lorsqu'on enregistre une importante présence des conidiomata chez les aiguilles prélevées de Dj. Tougurt, comparativement aux deux autres stations (tableau 15).



**Tableau 15.** Analyse de la variance à deux facteurs démontrant la variabilité du nombre de conidiomata de *L. cedrinum* par aiguille de *C. atlantica*

Source de variation (SV)	Degré de liberté (DDL)	Somme des carrés (SC)	Moyenne des carrés (MC)	Valeur de F	Pr>F
Modèle	5	123,85	24,77	29,49	< 0,0001
Station	2	98,06***	49,03	58,37***	< 0,0001
Substrat	1	8,58*	8,58	10,21*	0,0014
Station X Substrat	2	17,21**	8,60	10,24**	< 0,0001
Erreur	1254	1053,31	0,84		
Total corrigé	1259	1177,17			

Les dimensions des hystérothécies enregistrent des valeurs moyennes qui varient selon la station d'échantillonnage et même à la nature des aiguilles prélevés (sur pied *vs.* litière); on constate ainsi que les longueurs moyennes sont plus importantes pour les hystérothécies détectées sur les aiguilles sénescents de la litière comparativement aux aiguilles prélevées directement des arbres (aiguilles non-sénescents) avec une longueur moyenne de 890,6  $\mu\text{m}$ , 840  $\mu\text{m}$  et 693,9  $\mu\text{m}$  sur aiguilles de litière prélevées des stations de Dj. Tougurt, col Telmet et Dj. Bordjem, respectivement, contre 857,3  $\mu\text{m}$ , 707  $\mu\text{m}$  et 649,3  $\mu\text{m}$  pour les ascocarpes détectées sur aiguilles non-sénescents (figure 26).



**Figure 26.** Variation de la longueur moyenne des hystérothécies de *Lophodermium cedrinum* détectées sur aiguilles non-sénescents (N-S) et sénescents (S) de *Cedrus atlantica* au niveau des stations prospectées.

L'analyse de la variance (tableau 16) et le test LSD Fisher indiquent que la longueur moyenne de l'hystérothécie varie considérablement entre les différentes stations prospectées.

**Tableau 16.** Analyse de la variance à deux facteurs démontrant la variabilité de la longueur des hystérothécies de *L. cedrinum* détectées sur les aiguilles de *C. atlantica*

Source de variation (SV)	Degré de liberté (DDL)	Somme des carrés (SC)	Moyenne des carrées (MC)	Valeur de F	Pr>F
Modèle	5	2566432,14	513286,42	28,84	< 0,0001
Station	2	2047110,28***	1023555,14	57,51***	< 0,0001
Substrat	1	370305,33	370305,33	20,80	< 0,0001
Station X Substrat	2	149016,52**	74508,26	4,18**	0,0161
Erreur	294	5232057,64	17796,11		
Total corrigé	299	7798489,78			

Par ailleurs, les mesures effectuées sur les différentes unités de propagules sexuées du champignon démontrent que les longueurs moyennes des asques provenant des hystérothécies développés sur aiguilles sénescents dépassent celles des hystérothécies développés sur les aiguilles non-sénescents.

Du point de vue station, nous avons enregistré la longueur moyenne la plus marquante chez les asques développés sur les aiguilles sénescents échantillonnées de la litière de la cédraie de Telmet, avec 236,73  $\mu\text{m}$  contre 235,36  $\mu\text{m}$  et 234,44  $\mu\text{m}$  pour Dj. Bordjem et Dj. Tougurt, respectivement. Alors qu'au niveau des aiguilles non-sénescents, les asques les plus longs sont ceux provenant de Bordjem (232,75  $\mu\text{m}$ ) viennent ensuite les asques provenant du col Telmet et de Dj. Tougurt, avec des moyennes de 227,36  $\mu\text{m}$  et 210,23  $\mu\text{m}$ , respectivement.

L'analyse de la variance démontra un effet substrat plus marquant sur la variabilité de la longueur des asques de *L. cedrinum*, par apport au facteur station ou encore l'interaction entre-eux (tableau 17).

**Tableau 17.** Analyse de la variance à deux facteurs démontrant la variabilité de la longueur des asques de *L. cedrinum* sur les aiguilles de *C. atlantica*

Source de variation (SV)	Degré de liberté (DDL)	Somme des carrés (SC)	Moyenne des carrées (MC)	Valeur de F	Pr>F
Modèle	5	59697	11939,40	165,89	< 0,0001
Station	2	18859,51**	9429,75	131,02**	< 0,0001
Substrat	1	26196,73***	26196,73	363,99***	< 0,0001
Station X Substrat	2	14640,75	7320,37	101,71	< 0,0001
Erreur	714	51386,75	71,97		
Total corrigé	719	111083,76			

En ce qui concerne les ascospores, et d'après les mensurations effectuées, nous avons remarqué que la longueur moyenne de ces propagules est variable entre les trois stations prospectées et ce dans le cas des aiguilles non-sénescents, à l'opposée des aiguilles

sénescentes où la longueur est relativement stable, enregistrant des valeurs moyennes de 139,44  $\mu\text{m}$ , 137,21  $\mu\text{m}$  et 136,77  $\mu\text{m}$  au niveau des aiguilles prélevées de Dj. Bordjem, col Telmet et Dj. Tougurt, respectivement.

De même que pour les asques, la variabilité de la longueur des ascospores de *L. cedrinum* est affectée beaucoup plus par le substrat et d'un degré moindre par la station, ou comme le montre le tableau 18.

**Tableau 18.** Analyse de la variance à deux facteurs démontrant la variabilité de la longueur des ascospores de *L. cedrinum* sur les aiguilles de *C. atlantica*

Source de variation (SV)	Degré de liberté (DDL)	Somme des carrés (SC)	Moyenne des carrés (MC)	Valeur de F	Pr>F
Modèle	5	32945,60	6589,12	31,57	< 0,0001
<b>Station</b>	2	4838,41**	2419,20	11,59**	< 0,0001
<b>Substrat</b>	1	24325,31***	24325,31	116,57***	< 0,0001
<b>Station X Substrat</b>	2	3781,87	1890,93	9,06	0,0001
Erreur	714	148985,39	208,66		
Total corrigé	719	181930,99	719		

La régression linéaire nous a permis de déceler la variabilité corrélative entre la longueur de l'aiguille de *C. atlantica* et l'intensité de la fructification sexuée de *L. cedrinum* selon la nature foliaire (aiguilles non-sénescentes, aiguilles sénescentes) ainsi que la station prospectée. A cet égard, nous constatons d'une part que ces deux paramètres qui varient positivement, sont très faiblement corrélés dans le cas des aiguilles non-sénescentes prélevées de Telmet et du Dj. Bordjem, enregistrant des coefficients de corrélations de Pearson « r » de 0,20 et 0,10, respectivement, alors que pour les aiguilles échantillonnées du Dj. Tougurt, cette corrélation est plus marquante ( $r = 0,88$ ).

D'autre part, les deux paramètres suscités sont plus corrélés positivement et d'une manière plus marquante dans le cas des aiguilles sénescentes (de litière) pour toutes les stations échantillonnées (figure 27). Cependant, cette corrélation demeure insignifiante pour les données des stations de Telmet ( $r = 0,24$ ) et de Dj. Bordjem ( $r = 0,48$ ) comparativement à celle enregistrée pour la station de Dj. Tougurt qui est très significative ( $r = 0,90$ ) (figure 27). Ces données suggèrent globalement que la fructification et la maturité des hystérothécies de *L. cedrinum* sont tributaires de l'état physiologique de l'aiguille de *C. atlantica* dont la sénescence est un stade déterminant dans le cycle reproductif du champignon.

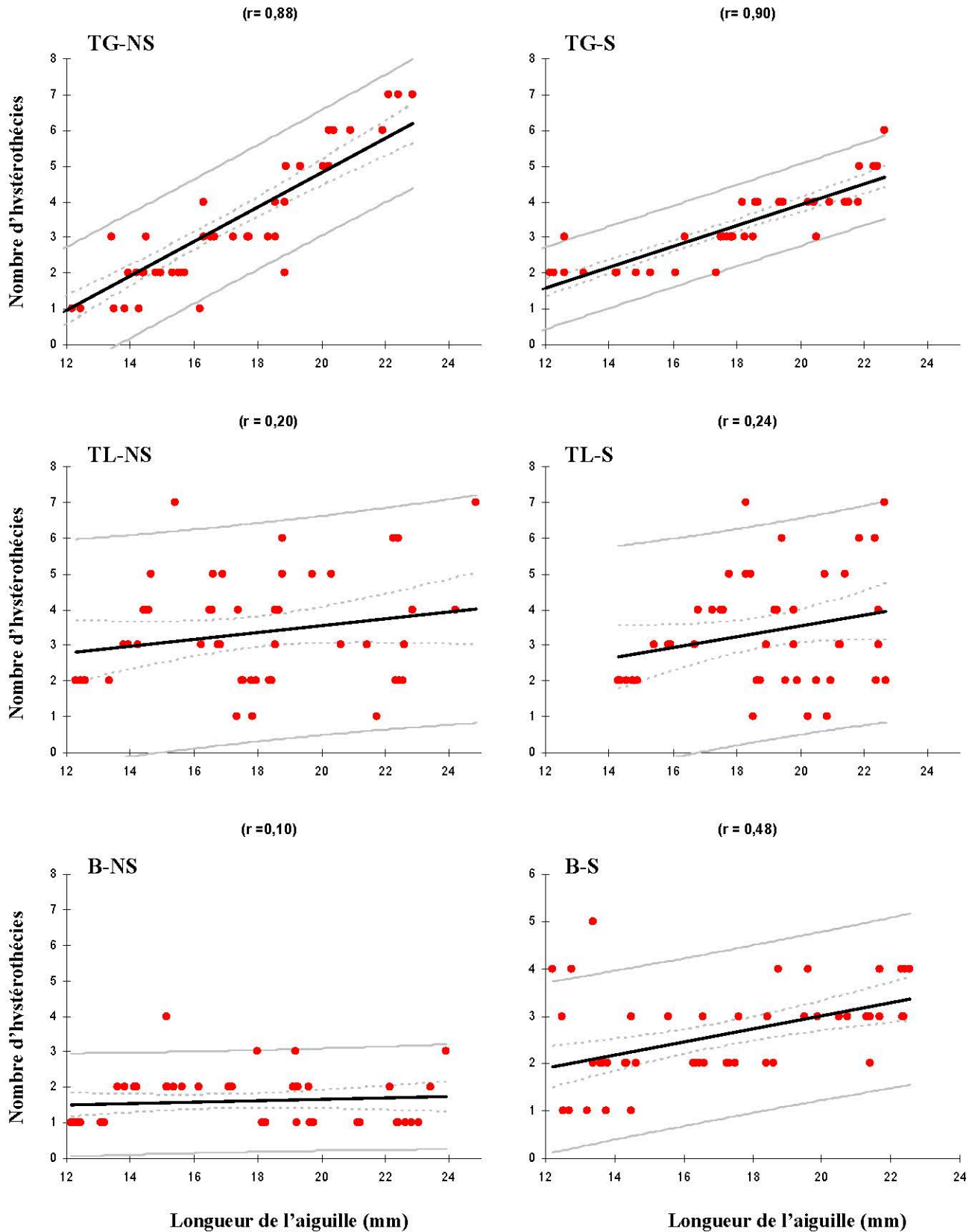
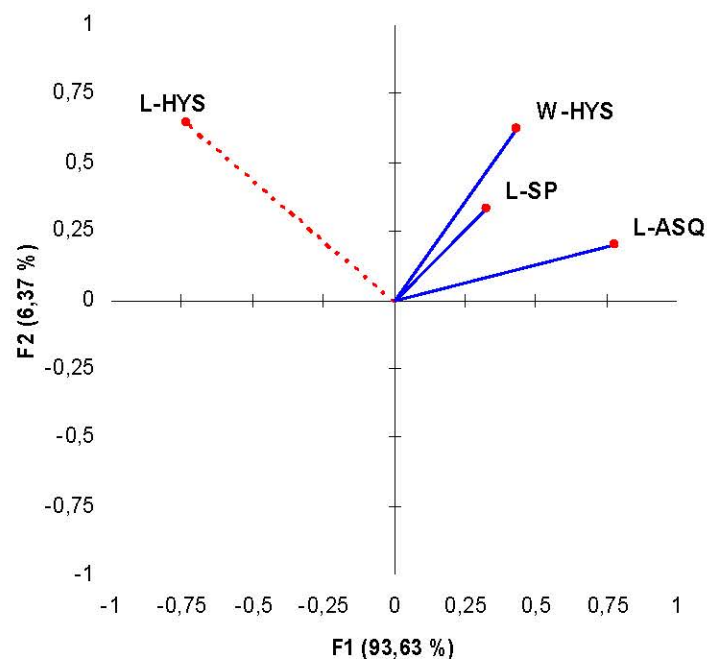


Figure 27. Droites de régression linéaire démontrant la variabilité corrélative entre la longueur de l'aiguille de *C. atlantica* et l'intensité de la fructification sexuée de *L. cedrinum*. TG, Dj. Tougurt; TL, col Telmet; B, Dj. Bordjem; NS, aiguilles non-sénescents; S, aiguilles sénescents.

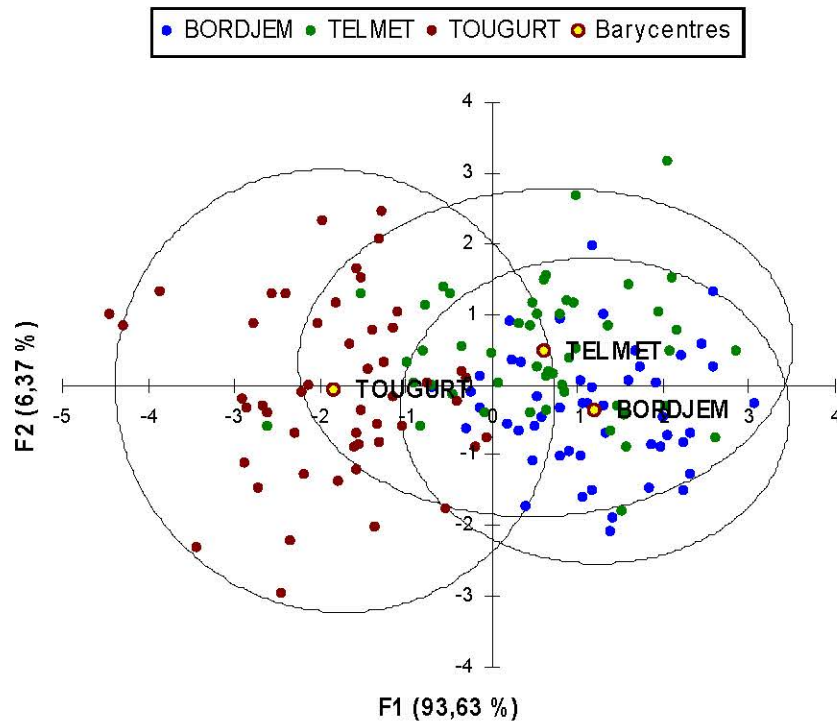
Les données relatives aux dimensions moyennes des fructifications et des propagules sexuées de *L. cedrinum* à savoir: la longueur et la largeur des hystérothécies, longueur des asques ainsi que la longueur des ascospores, prises sur les deux types d'aiguilles, ont été testées pour vérifier si les génotypes du mycotaxon peuvent être discriminés à travers les variables dépendantes qualitatives, représentées ici par la station d'échantillonnage des aiguilles. Ainsi, l'analyse factorielle discriminante (AFD) conduite dans ce cas, illustre d'abord selon le test Box que les matrices de covariance intra-classe sont différentes ( $p < 0,0001$  et donc inférieur au seuil alpha qui est de 0,05 %), de même que pour le test Lambda de Wilks qui indique qu'au moins l'un des vecteurs moyens est différent de l'autre. D'autre part, le tableau des valeurs propres et le pourcentage de la variance indique que le facteur F1 contribue à 93,63 % dans cette dernière.

Par ailleurs, le graphique des corrélations variables / facteurs (figure 28) démontre que le facteur F1 est lié aux variables: longueur des asques (L-ASQ); largeur des hystérothécies (W-HYS), ainsi que la longueur des ascospores (L-SP). Nous pouvons déduire également que la longueur des asques est la variable la plus discriminante dans notre cas (figure 28).



**Figure 28.** Graphique des corrélations variables / facteurs. L-SP, longueur des ascospores, L-ASQ ; longueur des asques ; L-HYS, longueur des hystérothécies ; W-HYS, largeur des hystérothécies.

Enfin, sur le graphique suivant, les individus sont projetés sur les axes factoriels (figure 29) et nous remarquons ainsi que l'axe F1 discrimine de mieux les isolats du champignon selon l'origine géographique (station).



**Figure 29.** Représentation graphique de l'analyse factorielle discriminante obtenue à partir des variables explicatives attribuées aux traits des structures reproductrices téléomorphes de *L. cedrinum* provenant des trois stations prospectées du massif de Belezma.

### III.2.5. Discussion

Il est perçu qu'une large gamme de *Lophodermium* spp. sont traditionnellement connus comme étant endophytes, mais ils peuvent être à l'origine des *Needle-cast* chez une large gamme de Pinacées (LAZAREV 1981; MINTER 1981; LANIER *et al.* 1965; WORRALL *et al.* 2012). Le symptôme majeur issu de l'infection du cèdre de l'Atlas par *L. cedrinum* n'a été décrit que rarement dans la bibliographie, et nous connaissons déjà une manifestation pathologique dite « taches de goudron » ou « *tar speck* » mentionnée par SPAULDING (1961) comme maladie foliaire induite par ce champignon sur cèdre de l'Atlas.

Nous avons remarqué que les symptômes de cette maladie (jaunissement caractéristique) et les signes de son agent causal (les hystérothécies et les pycniums) sont fréquemment rencontrés sur les aiguilles de *C. atlantica* dans le massif de Belezma, notamment dans le Dj.

Tougurt où l'incidence des formes symptomatiques dépassa celle des formes endophytes courant deux périodes de l'année.

Il en ressort également que les incidences des formes symptomatiques de ce mycotaxon au niveau des deux autres sites, demeurent à des niveaux relativement faibles mais surtout stables, cela peut expliquer le fait que les individus échantillonnés ne démontrent que peu de symptômes d'un feuillage clairsemé, contrairement aux individus échantillonnés à partir de Dj. Tougurt où la densité des hystérothécies et des pycnides est significative.

Plusieurs sont les mycoendophytes qui sont marqués par un statut d'infection dont l'incidence sur les tissus ou l'organe ou encore sur la plante-hôte entière est tributaire des circonstances bioécologiques, liées à la prédisposition et l'état phytosanitaire de la plante-hôte, le pool génétique du mycobionte et les conditions abiotiques extrêmes agissant aux différentes échelles et sur une période plus ou moins prolongée, à la fois sur les deux partenaires, tel est le cas pour la sécheresse et la pollution atmosphérique (HELANDER *et al.* 2011).

Nous estimons ainsi qu'au niveau de la cédraie de Dj. Tougurt, l'infection des aiguilles de s'est revue à la hausse du fait que l'hôte est affaibli préalablement, conduisant ainsi à une augmentation de la charge de l'inoculum de *L. cedrinum*, ce qui conduit à un changement du comportement trophique de ce dernier. Mais il est important de rappeler que l'augmentation de l'incidence des formes symptomatiques au niveau de cette station est un processus prédominant, et il est d'autant plus marquant à partir de la fin du printemps jusqu'à la fin de la saison automnale, période pendant laquelle le cèdre subit une pression de facteurs abiotiques qui enregistrent fréquemment des valeurs extrêmes (déficit hydrique et températures élevés) notamment au cours de l'été, alors que la période automnale marque la phase reproductrice de cette Pinacée, mais d'autre part, elle coïncide avec l'initiation des structures reproductrices téléomorphes du champignon, ce qui peut expliquer l'importance numérique des aiguilles exhibant les symptômes du rouge cryptogamique pendant cette période. Par ailleurs, il y a une phase de cette maladie, dite de «défoliation», marquée par une chute prématurée des aiguilles de *C. atlantica*, qui coïncide avec le pic printanier de l'incidence.

En revanche, nous ne pouvons pas expliquer ou décrire le mécanisme de diffusion « secondaire » ou « horizontale » de la maladie entre les individus, car nous ne disposons pas d'informations approfondies sur l'étiologie de cette maladie sur cèdre de l'Atlas ainsi que la réponse physiologique de ce dernier à l'égard de l'infection symptomatique. D'où

l'importance d'une étude épidémiologique basée sur le *monitoring* du rouge cryptogamique à travers le sondage des propagules sexuées (ascospores) et asexuées (conidies) par la technique du piégeage des spores, procédé que nous n'avons pas eut l'occasion de réaliser faute de moyens et de temps.

Nous pouvons constater que l'ampleur particulière de l'incidence des formes symptomatiques de *L. cedrinum* sur les aiguilles de *C. atlantica* au niveau de la station de Dj. Tougurt l'état physiologique altéré des sujets, suggérant ainsi un affaiblissement préalable de l'hôte qui a conduit vers le changement du comportement trophique du champignon du régime mutualiste au mode parasitaire générateur de symptômes.

*L. cedrinum* génère plus d'hystérothécies sur les aiguilles sénescents par rapport aux aiguilles non-sénescents, ce qui indique que l'initiation des structures de reproduction sexuées chez ce mycotaxon est déterminée en partie par l'âge de la feuille et en conséquence par son état physiologique relatif à la réceptivité du champignon (infection initiale dont le mécanisme demeure inconnu), le masquage des symptômes (endophytisme poste-infectieux au sens propre) ainsi qu'à l'initiation des symptômes (phase parasitaire-pathologique).

Sachant que beaucoup de mycobiontes endophytes sont impliqués dans le déclenchement de la sénescence foliaire et avant même la chute des feuilles, phénomène fréquemment signalé chez les conifères (KOWALSKI 1988; OSONO 2006) et l'endophyte *Rhabdocline parkeri* sur le sapin de Douglas est un exemple typique (STONE 1987).

Dans une étude publiée par OSONO et HIROSE (2011), il a été démontré que la masse par unité de longueur des aiguilles sénescents (litière) de *Pinus thunbergii* Parl. et *P. densiflora* Siebold & Zucc. est plus réduite pour celles exhibant des fructifications de *Lophodermium pinastri*, de même que pour la lignine. En effet, ce mycotaxon peut opter pour plusieurs stratégies de survie ; comme endophyte (HATA *et al.* 1998), parasite (SAKUYAMA 1993) ou encore comme saprophyte (HIROSE et OSONO 2006). Il a été démontré également que la colonisation et l'initiation des structures reproductives du champignon s'effectuent sur l'aiguille encore attachée à l'hôte avant même sa chute. Cela peut expliquer pourquoi nous avons enregistré un nombre d'hystérothécies plus important au niveau des aiguilles de la litière, considérant ainsi ce pouvoir fructifère au niveau de la litière comme résultante de l'accumulation de la biomasse reproductrice du champignon.



Par ailleurs, le statut chimique (potentiel en nutriment) de l'aiguille est un facteur déterminant surtout que la sénescence foliaire est accompagnée souvent par des altérations du statut nutritif, c'est le cas par exemple des portions d'aiguilles de *P. thunbergii* prélevées de la litière portant des fructifications sexuées de *L. pinastri*, et qui sont marquées par une abondance des carbohydrates.

Nous estimons ainsi que la production des hystérothécies chez *L. cedrinum* n'est qu'une phase dans l'ordre naturel de son cycle biologique, en considérant que ce mycotaxon adopte des stratégies de vie et de survie lui permettant de s'émerger dans un *continuum* biologique relatif à la bioécologie de son hôte. Mais la production de ces ascocarpes est liée principalement à la phase de la sénescence et de la dégradation foliaire au niveau de la litière, ceci a été démontré notamment par les courbes de régression, ce qui suggère un recours à la reproduction conservatrice (sexuée) du champignon due à un tarissement des sources trophiques foliaires, attribué aux changements qui caractérisent les aiguilles du cèdre qui entrent en phase d'abscission et d'appauvrissement en photosynthétas.

Par ailleurs, la production des conidiomata chez ce champignon doit être analysée sur un plan étiologique. En effet, le recours à la reproduction asexuée (anamorphie) assure une « propagation » ou « diffusion » secondaire du champignon à l'échelle horizontale, lui permettant de coloniser le plus grand nombre d'aiguilles ou hôtes avoisinants courant la même saison. Ce caractère universel des champignons illustre l'évolution exponentielle des symptômes observés sur l'hôte (DEACON 2006). Sachant ainsi que l'initiation des structures reproductrices asexuées chez *Lophodermium* spp. fut attribuée aux différents facteurs anatomiques (changement des sites d'infection) (DECKERT *et al.* 2001) ou physiologiques liés à l'affaiblissement de l'hôte notamment en période de croissance végétative. La détection des conidiomata à la fois au niveau des aiguilles non-sénescentes et sénescentes confirme les observations et la description de MAIRE (1917) à propos de ce mycotaxon, bien qu'il n'a pas précisé la nature anatomique et physiologique des aiguilles de *C. atlantica*.

SCATTOLIN et MONTECCHIO (2009) ont indiqué que les fluctuations de la production des conidiomata chez *Lophodermium piceae* sur les aiguilles de *Picea abies* sont liées essentiellement à l'âge des tissus foliaires et aux variations climatiques associées à la saisonnalité. Au niveau de la station de Dj. Tougurt, nous avons remarqué que la production des conidiomata est plus marquante par rapport aux deux autres sites, cela est probablement dû

à l'état phytosanitaire des arbres hôtes qui semble être altéré, induisant une tendance à la dissémination horizontale du champignon et assurant davantage d'infections symptomatiques.

La longueur des hystérothécies de *L. cedrinum* développés sur les aiguilles de *C. atlantica* varie d'une manière générale entre un site et un autre, avec une moyenne de 737,86  $\mu\text{m}$  sur aiguilles non-sénescentes, et de 808,16  $\mu\text{m}$  sur aiguilles sénescentes. Ces longueurs sont plus précises que celles mentionnées par MAIRE (1917) donnant un intervalle allant de 500  $\mu\text{m}$  à 1 mm, sachant que l'auteur n'a pas bien précisé le(s) site(s) des prélèvements, ni même l'état de l'aiguilles (prélevée sur pied ou de la litière). Nous pouvons constater également que la longueur de ces fructifications atteint rarement 1 mm. Les mêmes constats de TEHON (1935) et de DARKER (1967).

La longueur moyenne des hystérothécies de *L. cedrinum* est proche de celle de *L. pinastri* (MINTER *et al.* 1978). Ces deux mycotaxons, d'après notre étude, convergent sur le plan phylogénétique. Ainsi, il est possible de classer le mycotaxon étudié comme étant rudimentaire du point de vue fructification sexuée. Même si l'allure rudimentaire de la surface foliaire de *C. atlantica*, peut partiellement expliquer cette longueur, la variabilité entre sites suggère une possibilité de la coexistence de génotypes au sein de la population fongique de Bélezma. Sachant également que la longueur est plus importante sur les aiguilles sénescentes, ce qui indique que le champignon exploite mieux la surface foliaire sur les aiguilles dégradées non-photosynthétiques, pour produire un maximum de propagules sexuées, au détriment de l'aspect elliptique des ascocarpes.

Concernant les asques, la longueur moyenne diffère entre station, mais beaucoup plus selon la nature biotique des aiguilles, avec 235,51  $\mu\text{m}$  sur aiguilles sénescentes, et 223,44  $\mu\text{m}$  sur les aiguilles non-sénescentes. Ces valeurs concèdent relativement avec les mesures de MAIRE (1917) portées sur le même mycotaxon, indiquant une longueur moyenne des asques de ce qui varie entre 225 et 250  $\mu\text{m}$ .

#### Note sur les paraphyses de *L. cedrinum*

Nous signalons également que les paraphyses (asques stériles) n'ont pu être détectées que rarement au niveau des échantillons examinés. Ainsi, leur présence est particulièrement associée aux ascocarpes démontrant des sillons de déhiscence récents (observations personnelles). Cette remarque n'accorde pas avec la description de MAIRE (1917) mentionnant une richesse en paraphyses chez ce mycotaxon.

La longueur moyenne des asques été plus importante chez les ascocarpes développés sur les aiguilles sénescents, confirmant ainsi que la longueur de ces fructifications a pour conséquence une répercussion positive sur les dimensions des asques dont la longueur affecte directement l'ampleur de la libération mécanique des ascospores (MINTER et CANNON 1984), surtout à partir de la litière (TEHON 1935; ZILLER 1969; LANIER 1970; MINTER et MILLAR 1980). Mais dans certains cas, la variabilité de la longueur des asques est attribuée parfois à la plante hôte elle-même; le cas par exemple de *L. pinastri* qui produit des asques plus longs sur *Pinus mugo* Turra que sur *P. sylvestris* L., malgré que les dimensions des ascomata et des conidiomata sont pratiquement les mêmes sur les aiguilles des deux pinacées (KOUKOL *et al.* 2015).

Par ailleurs, la longueur moyenne des ascospores de *L. cedrinum* (137,80  $\mu\text{m}$ ) développés sur les aiguilles sénescents de *C. atlantica* dépasse celle des ascospores développés sur les aiguilles non-sénescents (126,18  $\mu\text{m}$ ). Ces longueurs moyennes enregistrées lors de notre étude accordent complètement avec celles énoncées dans la description de MAIRE (1917). Les ascospores, au nombre de 08 par asque, sont filiformes et arrangées en spirale d'une manière spirale, hyalines, lisses, à peine épaissies au sommet.

Les ascospores développées sur les aiguilles sénescents de *C. atlantica* sont plus longues du fait que celles qui composent la litière offrent un environnement convenable à la maturité de ces propagules qui peuvent survivre mieux que celles développées sur les aiguilles non-sénescents. Bien que nous ignorons le mécanisme de l'infection primaire des aiguilles de *C. atlantica* par les ascospores de *L. cedrinum* indépendamment de son comportement symbiotique (endophyte, parasite ou saprophyte), nous prétendons que ce sont les ascospores émergées des ascocarpes formés sur les aiguilles de la litière qui sont responsable de cette infection.

Les données relatives à la largeur des hystérothécies, la longueur des spores et la longueur des asques se sont avérées déterminantes en matière de variabilité morphologique des isolats de *L. cedrinum* entre les trois stations prospectées, ainsi, la variabilité de la longueur des asques de ce champignon démontra que sa variabilité génotypique peut être attribuée à ses potentialités de reproduction. D'ailleurs, DARKER (1932) et TEHON (1935) ont stipulé que les asques et les ascospores sont fréquemment variables en dimensions chez les Rhytismatacées. Ainsi, STEPHAN (1973a, 1973b), SCHOLZ et STEPHAN (1974, 1975) ainsi que LAZAREV *et al.* (2007)

révélèrent la variabilité morphologique notamment des asques chez un grand nombre de *Lophodermium*.

Cette variabilité ne peut être considérée uniquement à l'échelle géographique, même si le facteur « station » peut refléter le pool génétique et donc, les spécificités morphologiques du champignon (TERHONEN *et al.* 2011), mais il est possible de l'attribuer à une variabilité comportementale du champignon qui peut avoir, à son tour, des conséquences sur les mécanismes d'infection initiale des aiguilles de *C. atlantica*, sur le développement asymptomatique ou non et même sur la pathogénicité et la virulence du champignon. Ce résultat converge avec celui obtenu par MILLAR et WATSON (1971) ayant séparé deux principaux groupes de *Lophodermium* à travers leurs différences de potentiel pathogène qui semble être lié à la variabilité des traits morphologiques des organes de reproduction.

Par ailleurs, la longueur des hystérothécies n'a pas permis de distinguer les isolats de *L. cedrinum*. Il est clair que ce paramètre sera mieux employé pour distinguer les différentes espèces de *Lophodermium*, plutôt que pour étudier la variabilité intraspécifique. La stabilité relative des dimensions des ascocarpes furent observée chez diverses espèces de *Lophodermium*, le cas par exemple de *L. pinastri*, *L. pini-excelsa*, *L. seditiosum* et *L. conigenum* (MINTER *et al.* 1978).

L'analyse factorielle discriminante révéla une divergence relative des populations de *L. cedrinum* entre d'une part les stations de Telmet et Dj. Bordjem, et celle de Dj. Tougurt, d'autre part. C'est au niveau de ce dernier site que nous avons démontré l'incidence importante des formes symptomatiques et l'intensité des fructifications sexuées du champignon sur les aiguilles de *C. atlantica*.

### **III.3. Etude de quelques paramètres cultureux et morphophysiologiques des isolats de *L. cedrinum* sous conditions contrôlées**

#### **III.3.1. Analyse des traits cultureux et morphologiques des mitospores**

Afin de caractériser l'hétérogénéité du mycotaxon, nous nous sommes servis des cultures anamorphes (asexuées) de *Lophodermium cedrinum* obtenues sur trois milieux de culture gélosés: le *Potato Dextrose Agar* (PDA); le *Malt Extract Agar* (MEA) et le *Czapek Dox Agar* (CZDA) préparés selon le protocole d'ATLAS (2005). Ces cultures furent obtenues à partir de fragments périphériques des colonies anamorphes développées préalablement sur *Cornmeal Agar* (CMA).

Les boîtes de Petri sur lesquelles le repiquage des fragments est effectué, ont été incubées à l'obscurité dans une étuve et à une température de 25°C.

Des caractères cultureux, à savoir la couleur de la colonie sur la face supérieure et la face inférieure ainsi que le diamètre de la colonie (mm) sont mentionnées pour des colonies ayant 10 jours de développement radial. Par ailleurs, la longueur moyenne des conidies ( $\mu\text{m}$ ) est enregistrée. Ces traits sont classés pour chaque biotype de *L. cedrinum* (forme asymptomatique vs. symptomatique) développé sur chacun des trois milieux et pour chaque station d'origine.

#### **III.3.2. Analyse de quelques activités enzymatiques chez les deux biotypes de *L. cedrinum***

Dans cette partie, le statut enzymatique des deux formes biotiques de *L. cedrinum* fut étudié en se basant sur l'analyse quantitative des activités protéolytiques (HANKIN et ANAGNOSTAKIS 1975; LOPEZ-LLORCA *et al.* 2002) ainsi que l'activité cellulolytiques et pectinolytique (ACUNA-ARGUELLES *et al.* 1995), trois activités enzymatiques clés dans la croissance et la physiologie des Eumycètes.

La caractérisation de chaque activité enzymatique du champignon nécessite une croissance de ce dernier sur un milieu de culture marqué par la présence du substrat respectif. Cette analyse concerna les deux formes biotiques (asymptomatiques et symptomatiques) de *L. cedrinum* isolés des stations de Dj. Tougurt, col Telmet et Dj. Boedjem.

### III.3.2.1. *Activité protéolytique*

Pour l'induction des protéases, nous avons utilisé un milieu qui renferme la gélatine comme source protéique. Ainsi, ce milieu est composé comme suit de l'agar (10 g); la gélatine (5 g); du NaCl (0,3 g); K<sub>2</sub>HPO<sub>4</sub> (0,3 g) et du MgSO<sub>4</sub>.7H<sub>2</sub>O (0,3 g) ainsi que l'eau distillée (à compléter jusqu'à l'obtention d'un volume de 1000 ml).

Des disques de 5 mm de diamètre ont été prélevés des périphéries de colonies de *L. cedrinum* préalablement élaborées sur PDA. Chaque fragment fut fixé au centre d'une boîte de Petri contenant le milieu de culture gélatiné. Les boîtes sont ensuite incubées dans l'étuve à 25°C et à l'obscurité.

Après 10 jours, le diamètre de la colonie fongique ainsi que celui de la zone claire (halo) qui témoigne la dégradation de la gélatine, sont enregistrés afin de calculer l'index protéolytique (MOSCOSO et ROSATO 1987) qui représente le rapport entre le diamètre du halo (mm) de réaction enzymatique, et celui de la colonie fongique testée (mm). Sachant que le diamètre de la colonie et du halo clair furent mesurés sur chaque boîte à deux reprises en traçant deux lignes croisés à 90°.

### III.3.2.2. *Activité cellulolytique*

Un autre milieu de culture qui renferme un substrat cellulosique fut employé. Il s'agit du milieu de MANDELS *et al.* (1974) auquel nous avons apporté quelques modifications. Il est composé du Carboxyméthylcellulose Sodium (CMC-Na) comme substrat. Ce dérivé de la cellulose hydrosoluble permet l'induction et la détection rapide des cellulases d'origine microbienne puisqu'il est rapidement dégradé par ces derniers (HANKIN et ANAGNOSTAKIS 1977).

Le milieu est composé (pour 1000 ml d'eau distillée) du Carboxyméthylcellulose de Sodium (2 g); agar (15 g); extrait de levure (1 g); MgSO<sub>4</sub>.7H<sub>2</sub>O (0,25 g); KCl (0,2 g) et de NH<sub>4</sub>H<sub>2</sub>PO<sub>4</sub> (0,5 g).

Des disques de colonies de *L. cedrinum* sont repiqués au centre de chaque boîte de Petri contenant le milieu suscit. Les boîtes sont incubées à l'obscurité à 28°C pendant 8 jours. La mise en évidence de l'activité cellulolytique des souches fongiques est effectuée en examinant l'apparence d'une zone claire autour de la colonie; cependant, il est très difficile de la caractériser vue l'aspect translucide du milieu et l'absence d'un contraste entre la couleur de

ce dernier et celle de la zone de dégradation, c'est pourquoi nous utilisons le rouge Congo (1 %) comme pigment spécifique en tapissant la boîte de Petri, après 30 minutes, nous procédons à une dépigmentation de la boîte en additionnant quelques gouttes de solution de NaCl à 1 M pendant 20 minutes. Ce procédé nous permet de révéler la zone claire de dégradation du CMC qui se forme en juxtaposant la colonie fongique.

A travers la mesure du diamètre du halo clair (mm), l'intensité de l'activité cellulolytique de *L. cedrinum* est exprimée par l'index de l'activité cellulolytique relative (IACR) qui représente traditionnellement le ratio: diamètre de la zone claire (mm) / diamètre de la colonie fongique (mm) (TEATHER et WOOD 1982; BRADNER *et al.* 1999).

### III.3.2.3. *Activité pectinolytique*

Les pectinases fongiques jouent des rôles primordiaux dans les premières phases de l'infection fongique des cellules végétales et sont considérées comme des déterminants clés de la pathogénèse des champignons phytoparasites (DI PIETRO *et al.* 2009). Ces activités enzymatiques génèrent souvent des composés connus sous le nom de polygalacturonides qui sont impliqués profondément dans les altérations physiologiques des cellules végétales (HERBERT *et al.* 2003; DE LORENZO *et al.* 2001; DI PIETRO *et al.* 2009). Les polygalacturonases, les pectate lyases et les pectine-méthylestérases sont les trois principaux groupes d'enzymes pectinolytiques étudiés en terme d'étiologie cryptogamique des plantes.

Pour mettre en évidence et analyser quantitativement l'activité pectinolytique des différents biotypes de *L. cedrinum*, notre choix s'est porté pour des raisons techniques sur le milieu modifié de HANKIN *et al.* (1971) contenant une solution minérale de 500 ml composée (par litre) de (NH<sub>4</sub>)<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> (2 g); KH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub> (4 g); FeSO<sub>4</sub>.7H<sub>2</sub>O (0,2 g); Na<sub>2</sub>HPO<sub>4</sub> (6 g); CaCl<sub>2</sub> (1 mg); MnSO<sub>4</sub> (10 µg); ZnSO<sub>4</sub> (70 µg); CuSO<sub>4</sub> (50 µg) alors que la deuxième fraction renferme l'extrait de levure (1 g); l'agar (15 g) ainsi que 5 g de pectine (ici nous utilisons la pectine de pommes) solubilisée dans 500 ml d'eau distillée. Selon HANKIN et ANAGNOSTAKIS (1975) ce milieu permet la détection de la production des pectate lyases à pH = 7 ou les polygalacturonases mais à un pH de 5. Le pH fut ajusté à 5,5 à 25 – 27 °C.

Après coulage du milieu dans les boîtes de Petri, inoculées chacune au centre par un fragment de colonie de *L. cedrinum* de différents biotypes. L'incubation dura 06 jours à 25°C et à l'obscurité, ensuite, nous ajoutons aux colonies ayant des diamètres insignifiants (3 à 5 mm) quelques gouttes de la solution de Lugol (composée d'iodure de potassium et d'iode). Le

Lugol précipite la pectine non dépolymérisée dans le milieu ce qui permet la distinction d'une zone claire autour de la colonie, témoignant par ailleurs la dégradation de la pectine et donc, l'induction des enzymes pectinolytiques (SOARES *et al.* 1999). Le même effet peut être obtenu par le CTAB (Hexadecyl-trimethyl-ammonium bromide) (HANKIN et ANAGNOSTAKIS 1975).

L'ampleur de l'activité pectinolytique ou encore l'index pectinolytique est déterminée par le rapport entre le diamètre de la zone claire ou de dégradation de la pectine (mm) et le diamètre de la colonie fongique (mm) (PANDA *et al.* 2012).

### III.3.3. Analyse des données

Afin de discerner l'hétérogénéité des anamorphes des deux biotypes de *L. cedrinum* (= *Labrella cedrina*), une analyse de la variance est procédée en dévoilant l'effet de la station (origine géographique) d'isolement sur les éventuelles variabilités du mycotaxon à travers la description des caractères culturels des colonies émergées, le diamètre moyen de la colonie de 10 jours ainsi que la longueur moyenne des mitospores (conidies) et ce à partir des trois milieux de culture suscités. La variabilité des traits ainsi précités est considérée en tenant compte du type biotique du champignon à savoir : formes asymptomatiques ou endophytes (FNS) et les formes symptomatiques (FS).

Par ailleurs, une analyse de variance est effectuée pour révéler l'éventuel effet de la station également sur l'ampleur de l'activité protéolytique, cellulolytique et pectinolytique des deux biotypes en tenant en compte les index d'efficacité enzymatique relative.

Enfin, l'hétérogénéité des différents isolats de *L. cedrinum* est testée à travers une analyse de type multidimensional scaling (MDS) au coefficient de stress de Kruskal (1) à partir des matrices de similarité/dissimilarité. Les analyses statistiques et écologiques sont réalisées via le module XLSTAT version 2009 de Microsoft Office.



### III.3.4. Résultats

Les colonies de *Lophodermium cedrinum* n'ont révélé aucune structure reproductive sexuée, quelque soit le milieu utilisé et la forme fongique cultivée (symptomatique ou asymptomatique). Nous pouvons ainsi se référer à la nomenclature de DURIEU DE MAISONNEUVE et MONTAGNE (1849) ayant donné le nom de *Labrella cedrina* à l'anamorphe de ce mycotaxon.

Sur le plan macroscopique, les colonies développées ont des couleurs qui varient entre le blanc, blanc-crème, rose-clair et le rose-crème au niveau de la face inférieure des boîtes de Petri; et le blanc, blanc-rosâtre, rose-clair et rose-crème sur la face supérieure. Ceci indique la stabilité relative de la couleur à l'égard des milieux trophiques utilisés (tableau 19).

Malgré une croissance radiale lente des colonies, il semble que celles les formes symptomatiques du champignon se développent plus rapidement que celles des formes asymptomatiques, quelque soit le milieu de culture. Les diamètres les plus considérables sont enregistrés pour les isolats symptomatiques de la station Tougurt, notamment sur le milieu MEA, avec un diamètre de 59,5 mm contre 21,7 mm pour les formes asymptomatiques (endophytes).

**Tableau 19.** Quelques aspects macroscopiques et microscopiques des colonies issues des formes endophytes-asymptomatiques (FNS) et symptomatiques (FS) de *Lophodermium cedrinum* (anamorphe = *Labrella cedrina*) sur trois milieux de culture<sup>(a)</sup>.

Isolats	Couleur de la colonie		Diamètre de la colonie <sup>(b)</sup> après 10 jours (mm)	Longueur moyenne des conidies ( $\mu$ m)
	Face supérieure	Face inférieure		
FNS-Tougurt-PDA	Blanc	Blanc	18,50 ± 01,28 a	04,29
FS- Tougurt -PDA	Blanc	Blanc-rosâtre	35,40 ± 08,60 a	03,26
FNS-Bordjem-PDA	Blanc	Blanc	13,30 ± 01,56 b	04,83
FS- Bordjem -PDA	Blanc	Blanc	16,18 ± 01,65 b	03,47
FNS-Telmet-PDA	Blanc	Blanc	15,18 ± 02,01 ab	04,43
FS-Telmet-PDA	Blanc	Blanc	20,70 ± 01,49 ab	03,54
FNS-Tougurt-MEA	Rose crème	Blanc-creme	21,70 ± 01,62 a	04,65
FS-Tougurt-MEA	Blanc	Rose claire	59,50 ± 08,22 a	03,49
FNS- Bordjem -MEA	Blanc-creme	Rose claire	35,60 ± 07,65 a	04,29
FS- Bordjem -MEA	Blanc-creme	Blanc	49,00 ± 07,98 a	03,54
FNS-Telmet-MEA	Rose claire	Rose claire	22,90 ± 01,47 a	04,51
FS-Telmet-MEA	Blanc-creme	Rose claire	40,10 ± 05,39 a	03,54
FNS- Tougurt -CZDA	Blanc	Blanc	24,40 ± 03,18 a	04,96
FS- Tougurt -CZDA	Blanc	Blanc	41,20 ± 12,65 a	03,78
FNS- Bordjem -CZDA	Rose claire	Rose claire	24,50 ± 02,39 a	04,68
FS- Bordjem -CZDA	Blanc	Rose claire	42,20 ± 05,95 a	03,13
FNS-Telmet-CZDA	Blanc	Blanc	22,30 ± 01,06 a	03,53
FS-Telmet-CZDA	Blanc	Blanc	38,20 ± 06,39 a	03,36

<sup>(a)</sup> PDA, *Potato Dextrose Agar*; MEA, *Malt Extract Agar*; CZDA, *Czapek Dox Agar*. <sup>(b)</sup> les valeurs représentent les moyennes ± l'écart-type. Les lettres sont issues de la classification des moyennes suite au test LSD de Fisher.

L'analyse de la variance et le test Fisher (LSD) n'ont révélé aucune différence significative en ce qui concerne l'influence de la station (origine géographique) sur la croissance radiale des colonies, à l'exception pour celles obtenues sur PDA, pour les deux formes symbiotiques du mycotaxon.

Les mesures portées sur les propagules issues des colonies anamorphes indiquent des variations de la longueur des conidies entre les différents isolats ainsi qu'au sein du même isolat (tableau 19). A cet égard, la longueur des conidies issus des formes symptomatiques est globalement plus rudimentaire que celle des formes endophytes, ceci est valable pour toutes les colonies quelque soit le milieu de culture.

Une variabilité plus ou moins marquante est constatée au niveau des activités enzymatiques entre les deux formes de *L. cedrinum*. A titre d'exemple, l'activité cellulolytique augmente chez les formes symptomatiques pour les isolats de Dj. Tougurt et du col Telmet (tableau 20) contrairement aux isolats de Dj. Bordjem où elle diminue fortement, enregistrant un indice cellulolytique (*IC*) de 0,24 à 0,03.

**Tableau 20.** Statut enzymatique des isolats asymptomatiques (FNS) et symptomatiques (FS) de *Lophodermium cedrinum* (anamorphe = *Labrella cedrina*) pour les trois sites étudiés<sup>(c)</sup>.

	Index protéolytique		Index cellulolytique		Index pectinolytique	
	FNS	FS	FNS	FS	FNS	FS
Tougurt	0,04 ± 0,01 b	0,00 ± 0,00 a	0,57 ± 0,09 a	0,81 ± 0,11 a	0,19 ± 0,04 a	0,23 ± 0,04 a
Bordjem	0,08 ± 0,03 b	0,05 ± 0,04 a	0,24 ± 0,05 b	0,03 ± 0,05 b	0,57 ± 0,24 a	0,20 ± 0,08 a
Telmet	0,36 ± 0,11 a	0,02 ± 0,02 a	0,28 ± 0,08 b	0,71 ± 0,18 a	0,16 ± 0,02 a	0,15 ± 0,03 a

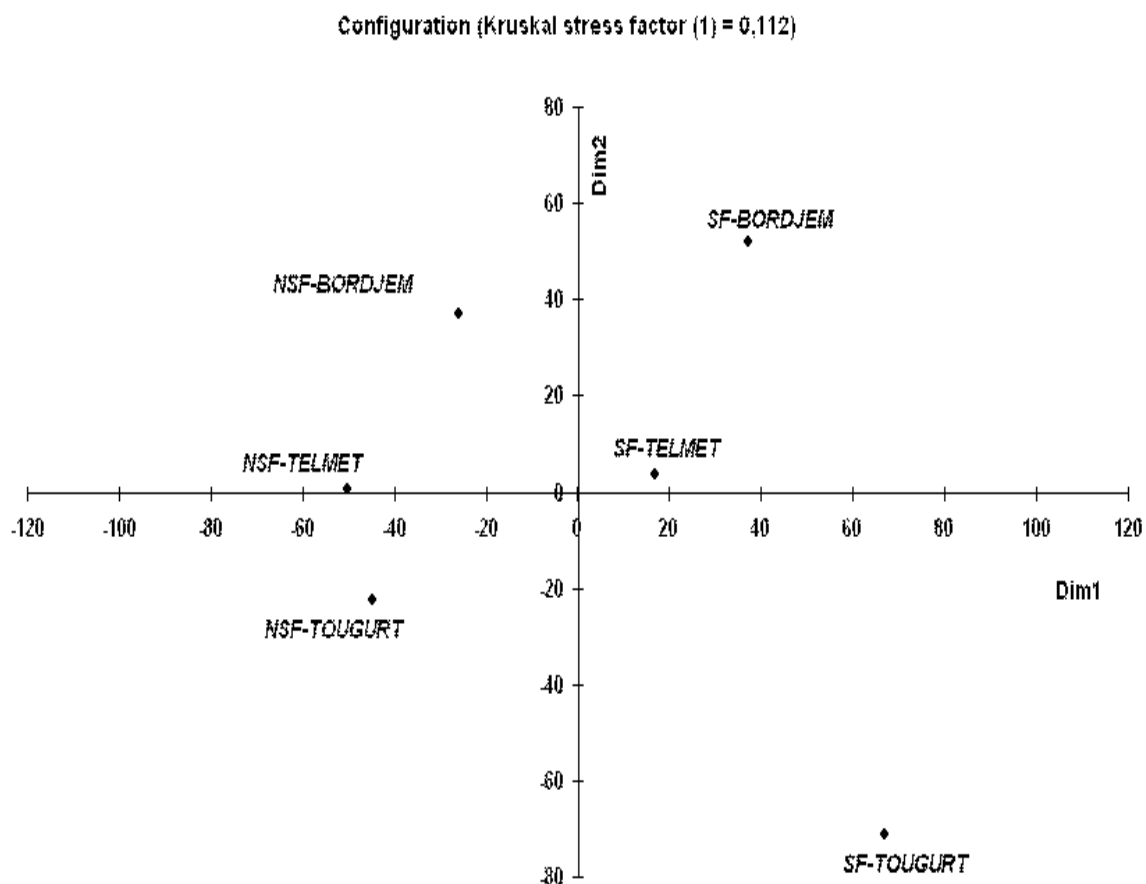
<sup>(c)</sup> Les valeurs représentent les moyennes ± l'écart-type. Les lettres sont issues de la classification des moyennes suite au test LSD de Fisher.

Une revue à la hausse des pectinases est remarquée également pour les formes symptomatiques de Dj. Tougurt, mais cette activité diminue significativement chez les isolats de Dj. Bordjem et de manière insignifiante chez ceux de Telmet, avec un index pectinolytique de 0,20 et de 0,15, respectivement (tableau 20).

Enfin, l'activité protéolytique est pratiquement absente chez les formes symptomatiques provenant de Dj. Tougurt dont les formes non-symptomatiques marquent par ailleurs une faible activité. Même si elle est relativement insignifiante également chez les isolats symptomatiques de Bordjem et de Telmet, l'induction protéolytique est considérable (index protéolytique = 0,36) chez les formes non-symptomatiques de cette dernière station, mais elle

chute très fortement chez les formes symptomatiques (index protéolytique = 0,02) (tableau 20).

L'analyse MDS des caractères utilisés relatifs aux différents isolats anamorphes de *L. cedrinum*, démontre une disparité assez marquante entre les formes symptomatiques et asymptomatiques, notamment pour les isolats de Dj. Tougurt. D'autre part, nous enregistrons un deuxième groupe caractéristique des formes non-symptomatiques de Dj. Tougurt et du col Telmet, alors qu'un autre groupe s'est individualisé pour les isolats de Dj. Bordjem (figure 30).



**Figure 30.** Représentation des résultats issus de l'analyse MDS pour les formes asymptomatiques ou endophytes (FNS) et symptomatiques (FS) de *Lophodermium cedrinum* provenant des trois sites étudiés. Les caractères pris en compte sont : le diamètre de la colonie et la longueur moyenne des conidies (sur PDA, MEA et CZDA) ainsi que l'activité enzymatique (Protéases, Cellulases et Pectinases).

### III.3.5. Discussion

La croissance rapide des colonies issues de la forme symptomatique de *L. cedrinum* indique une réponse amplifiée à l'égard du milieu trophique utilisé, contrairement aux colonies issues des formes endophytes *sensu stricto*, témoignant ainsi un *shift* de comportement biotique du mycotaxon, entre un aspect mutualiste vers l'aspect parasitaire, ce qui peut expliquer la fréquence marquante des symptômes du rouge cryptogamique sur *C. atlantica* au Dj. Tougurt, site au niveau duquel les cèdres dépéris sont numériquement importants.

Les caractéristiques macroscopiques des cultures de *Lophodermium* spp. furent l'objet d'étude chez divers plantes-hôtes ligneuses (STEPHAN 1969; SUSKE et ACKER 1987, 1989, 1990; OSORIO et STEPHAN 1991; SOKOLSKI et BERUBE 2004) avec l'analyse de l'effet des facteurs environnementaux sur le comportement des colonies *in vitro* (OSORIO et STEPHAN 1991; MAGAN et SMITH 1996). Les auteurs précités démontrèrent que la variabilité de la croissance radiale des colonies est un phénomène assez fréquent chez *Lophodermium* eut égard à sa réponse variable à la qualité nutritive du milieu, mais cette croissance est pratiquement lente si le milieu est relativement appauvri (OSORIO et STEPHAN 1991) ou encore si le pH ou autres facteurs physiques tel que la température, ou encore la qualité chimique (polluants) sont pris en considération (SUSKE et ACKER 1990; HELANDER *et al.* 2011).

Il est admis que divers mycotaxons endophytes sont marqués par un statut d'infection dont l'incidence au niveau des tissus, de l'organe ou de la plante-hôte entière, est tributaire des circonstances bioécologiques liées à la prédisposition et l'état phytosanitaire de la plante-hôte, le pool génétique du mycobionte et les conditions abiotiques extrêmes agissant à grande échelle et sur une période prolongée, à la fois sur les deux partenaires, tel est le cas pour a sécheresse et la pollution atmosphérique (HELANDER *et al.* 2011).

Nous estimons ainsi que l'infection des aiguilles du cèdre de l'Atlas par *L. cedrinum* s'est revue à la hausse du fait que l'hôte est affaibli préalablement, conduisant ainsi à une augmentation de la charge de l'inoculum du champignon, et l'allure rudimentaire des conidies des formes symptomatiques peut indiquer un éventuel aspect accumulant des propagules et donc une multiplication des points d'infection des aiguilles, illustrant un modèle d'infection ou de dissémination horizontale et concentrée dans le temps au niveau des stations étudiées. Même si des études portant sur des Conifères dans de multiples régions du globe, n'ont révélé aucune implication directe ou importante des *Lophodermium* dans les phénomènes de

dépérissement des forêts (SCHÜTT 1985; BUTIN et WAGNER 1985; BARKLUND 1987) elle fut mentionnée leur implication dans l'externalisation des symptômes qualifiés typiquement de « majeurs » particulièrement sur les Pinacées (REHFUESS et RODENKIRCHEN 1984).

Par ailleurs, BUTIN (1986) indiqua que l'interaction entre la plante-hôte et ce groupe de mycotaxons est probablement déterminée par d'autres facteurs, mais il faut prendre ces informations avec prudence car on ignore le degré de pathogénicité de ce mycotaxon sur le cèdre de l'Atlas, d'où la nécessité d'une étude étiologique plus approfondie et qui doit être corrélée (et pourquoi pas !) à une analyse paléoécologique sur l'occurrence de *L. cedrinum* sur les aiguilles de cette essence forestière et son implication dans les altérations des cédraies (JASINSKI et PAYETTE 2007).

Les activités enzymatiques ont été étudiées d'une manière plus ou moins exhaustive chez *Lophodermium* et son anamorphe *Leptostroma* et ce dans un cadre écologique traitant la décomposition de la litière au niveau des écosystèmes forestiers (MILLAR 1974; OSONO 2006; KOUKOL et BALDRIAN 2012; KORKAMA-RAJALA *et al.* 2008) ou au pouvoir symptomatique pathogène des champignons en question (LANGE *et al.* 1994).

L'étude de la variabilité marquant l'activité enzymatique des isolats de *L. cedrinum* n'a pas donné une image claire sur son indication phytosanitaire. En revanche, il est possible que la production des cellulases et des pectinases par les formes symptomatiques indique une fonction primordiale de ce mycotaxon illustrée par la dégradation des tissus lors des premières phases de sénescence des aiguilles de *C. atlantica*. SIEBER-CANAVESI *et al.* (1991) démontrèrent que la production des cellulases est remarquablement importante chez trente-sept isolats de *Leptostroma* isolés préalablement de *Picea abies*, *Abies alba* et d'*Abies balsamea*. Attribuant cette activité aux potentialités de dégradation de la litière par ces souches, cependant, ceci n'exclue pas le fait qu'une telle activité enzymatique, comme l'induction des cellulases et les pectinases, peuvent nous renseigner sur le pouvoir infectieux et les capacités de pénétration des cellules hypodermiques des aiguilles des Pinacées par les Rhytismatacées. D'ailleurs selon SAVOIE et GOURBIERE (1989) pour une large gamme de *Leptostroma*, l'induction des cellulases et des pectinases (polygalacturonases, pectine estérases et pectine lyases notamment) peuvent jouer à la fois un rôle primordial dans la pénétration des cellules vivantes de l'hôte ainsi que dans la décomposition des tissus foliaires morts.

Si notre étude vient confirmer les constats de SIEBER-CANAVESI *et al.* (1991) et l'hypothèse de CARROLL et PETRINI (1983) stipulant que les endophytes sont des organismes hautement spécialisés en matière d'exploitation trophique de leurs habitats, nous pouvons constater également que cette spécialisation peut être déterminée qualitativement à travers la comparaison entre les isolats de la même espèce fongique qui diffèrent sur le plan étiologique (asymptomatiques *vs.* symptomatiques).

Pour donner suite à cette conclusion, des études sont nécessaires pour comprendre la pathogénèse de *L. cedrinum* tenant en compte la caractérisation des gènes de virulence et de résistance chez le pathogène et l'hôte, respectivement, ou encore la détermination des facteurs de pathogénicité comme les polysaccharides, les toxines, ainsi que les enzymes de peroxydation (peroxydases, polyphénol-oxydases) ainsi que les tests révélant le pouvoir pathogène sur une série de génotypes-tests.

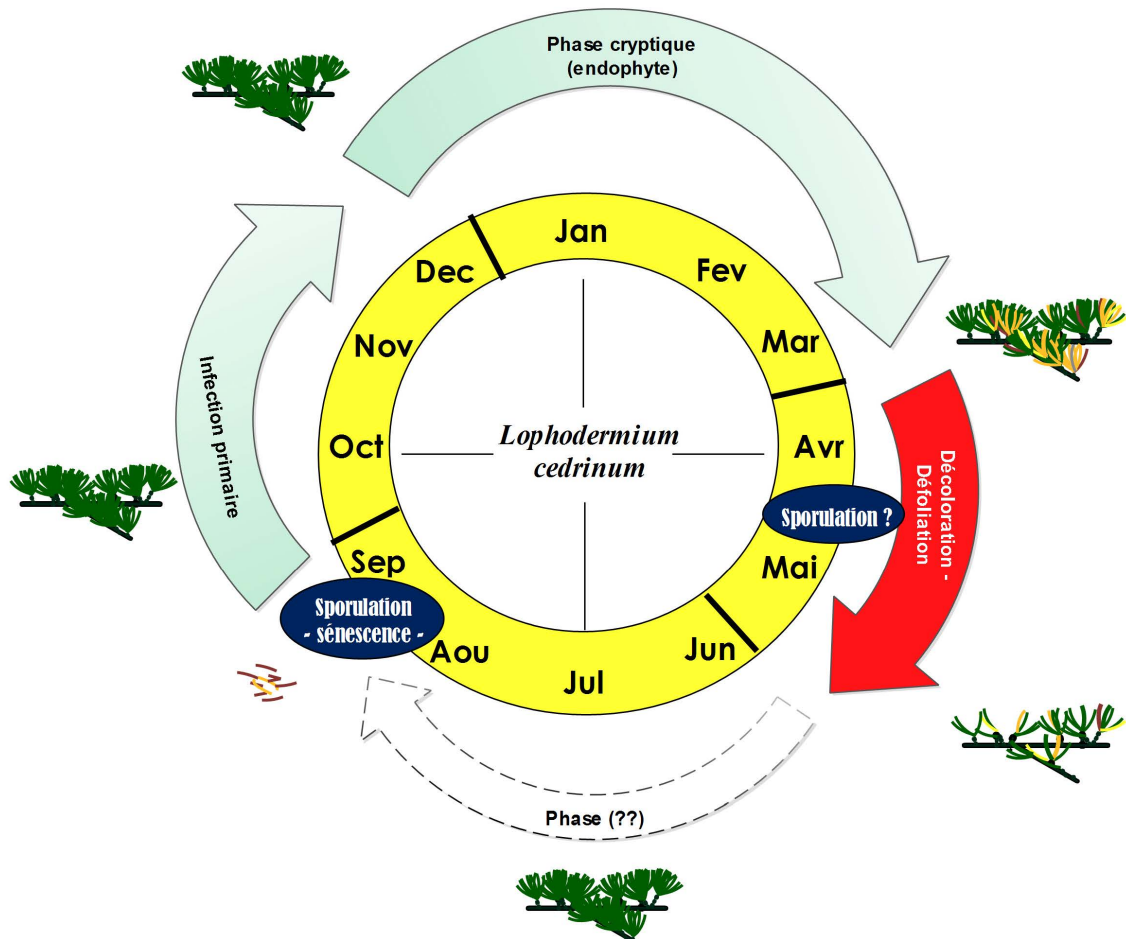
#### **III.4. Bioécologie hypothétique de la maladie du rouge cryptogamique chez le cèdre de l'Atlas**

Au terme de cette étape de notre étude, il est possible de conclure, tout en vérifiant les hypothèses que nous avons énoncé, ce qui suit :

1<sup>er</sup>. L'expression des caractères infectieux asymptomatiques (endophytes – cryptiques) et symptomatiques (pathologique – rouge cryptogamique) de *L. cedrinum* sont associés à la variabilité morphologique à savoir la longueur et la largeur des ascocarpes (hystérothécies), la longueur des asques et ascospores, mais également à un changement de la longueur des conidies, devenant plus rudimentaires chez les formes symptomatiques. D'autre part, l'état physiologique des aiguilles de *C. atlantica* joue un rôle déterminant sur la qualité des asques et ascospores, devenant plus volumineux chez les aiguilles sénescents ce qui augmente l'efficacité de l'infection primaire automnale.

2<sup>ème</sup>. Chez le cèdre de l'Atlas, la phase symptomatique du rouge cryptogamique induite par *L. cedrinum* commence au mi-printemps (figure 31) mais pas dès la période automnale. En revanche, elle peut s'étaler vers la fin de la saison estivale, conduisant à un retard de l'initiation florale et même à la prolongation des symptômes jusqu'à la période automnale mais d'une manière moins importante; en effet, ce sont ces conditions étiologiques qui ont marqué la cédraie de Dj. Tougurt lors de notre étude.

A la lumière des données obtenues, nous pouvons ainsi récapituler le cycle étiologique de la maladie du rouge cryptogamique chez le cèdre de l'Atlas dans le massif de Bélezma (figure 31). Il ne peut s'agir d'un cycle définitif car les processus pathologiques et les périodes sont approximatifs. Le cycle ainsi élaborer sera discuté ultérieurement.



**Figure 31.** Cycle hypothétique de la maladie du rouge cryptogamique (*Needle-cast*) du cèdre de l'Atlas induit par *Lophodermium cedrinum*. Ce cycle fut élaboré à partir des données recueillies sur terrain et au laboratoire lors de la présente étude.

Selon la figure, l'infection initiale (primaire) des aiguilles de *C. atlantica* s'effectue via les ascospores libérées essentiellement et majoritairement à partir des fructifications concentrées au niveau de la litière et ce au cours de la période s'étalant entre septembre jusqu'à la mi-décembre. Ainsi, aucune manifestation ou anomalie n'est à signaler. En effet, *L. cedrinum* demeure au niveau hypodermique de l'aiguille, mettant en œuvre une stratégie de colonisation très restreinte des cellules-hôtes. Cette phase est dite « cryptique » ou « endophyte » dure entre décembre jusqu'au mois d'avril, période au cours de laquelle les premiers symptômes apparaissent sur les aiguilles à l'allure d'une décoloration qui vire entre le jaunissement, le

brunissement et le roussissement (rouge cryptogamique) souvent suivie par une défoliation plus ou moins importante, donnant un aspect clairsemé du houppier.

Au cours de cette phase symptomatique, l'aiguille perd sa couleur verte et des fructifications, souvent asexuées (conidiomata) s'émergent sur le plan longitudinal, libérant des conidies (sporulation) dont le rôle dans la dissémination secondaire de la maladie n'a pas encore été élucidé.

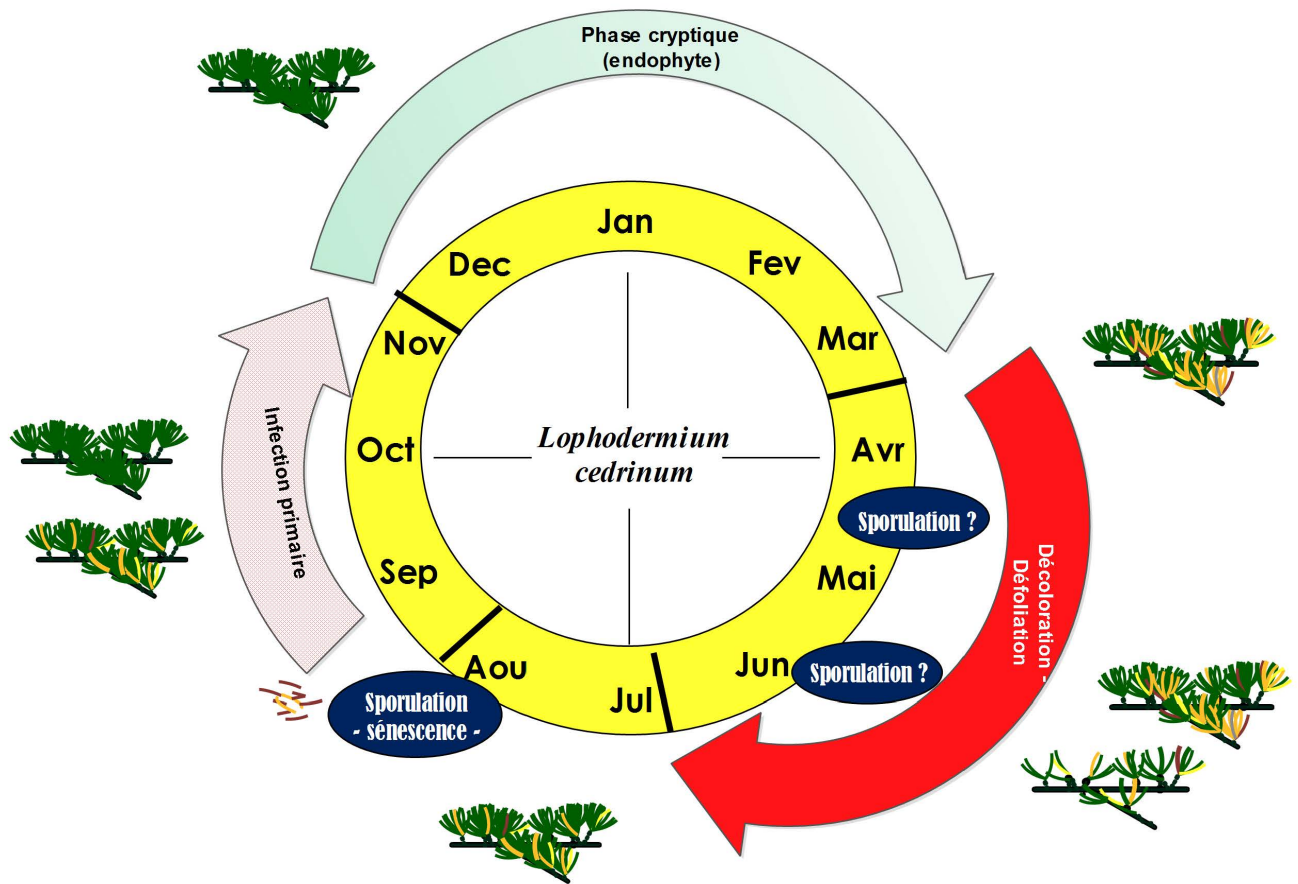
A l'arrivée de la saison estivale, les symptômes du rouge cryptogamique connaissent un déclin en ampleur et souvent les cèdres peu affectés entrent en phase de refoliation insignifiante et l'infection revient à l'aspect asymptomatique jusqu'au début du mois de septembre où les fructifications, souvent des hystérothécies, se développent sur les aiguilles sénescents de la litière, et d'un degré moindre sur les aiguilles qui demeurent attachées sur les cèdres. La saison automnale est donc marquée par la production de l'inoculum primaire responsable de l'infection initiale de *C. atlantica*, mais le mécanisme d'infection n'est pas connu à l'heure actuelle.

Le cycle de la maladie ainsi présenté reste hypothétique et mérite des vérifications notamment si nous mettons en considération que certains aspects étiologiques sont pratiquement peu connus et non étudiés ou analysés lors de cette étude. A titre d'exemple, nous ne disposons pas d'informations suffisantes en matière de mécanismes de diffusion de l'inoculum primaire, d'infection initiale ou encore d'infection et de dissémination secondaire. D'autre part, il est recommandé d'analyser les interactions mettant en compte la symptomatologie du rouge cryptogamique et le statut physiologique de *C. atlantica*, ainsi que les rôles joués par les facteurs climatiques, notamment la température, l'humidité, les précipitations et leurs périodes dans l'année ainsi que la qualité photonique.

Dans ce contexte, et à partir des données étiologiques que nous avons pu obtenir, analyser et interpréter, certaines particularités biologiques de l'association *L. cedrinum* / *C. atlantica* furent dévoilées pour la cédraie de Dj. Tougurt où l'incidence des formes symptomatiques du mycotaxon a été importante au cours de l'année. A cet égard, nous estimons que l'altération du statut physiologique du cèdre de l'Atlas au niveau de cette station, qui a conduit vers un *shift* du comportement trophique et symbiotique de *L. cedrinum*, virant du mutualisme au parasitisme, a eut des conséquences sur le développement des symptômes sur les individus prospectés d'une manière non seulement significative, mais chronologiquement prolongée,



amplifiant ainsi les points d'infection et la dissémination horizontale de la maladie au sein du peuplement même en période estivale et la début de la saison automnale (figure 32).



**Figure 32.** Cycle hypothétique de la maladie du rouge cryptogamique (*Needle-cast*) du cèdre de l'Atlas induite par *Lophodermium cedrinum* au niveau de la station de Dj. Tougurt qui se caractérise par une période symptomatique plus prolongée et une phase d'infection primaire raccourcie

D'autre part, la décoloration des aiguilles et la défoliation deviennent plus intenses, épuisant ainsi l'hôte sur le plan végétatif et diminue ses potentialités reproductrices. Mais il est à noter que la sénescence foliaire devienne tardive et l'infection primaire marque un retard d'un à deux mois, ce qui signifie une production tardive des propagules sexuées qui assurent l'infection primaire qui est restreinte dans le temps.

Alors que la période de l'infection initiale est particulièrement restreinte, la charge en inoculum sera éventuellement moins significative que dans le cycle normal de la maladie. Cependant, après une phase asymptomatique (cryptique) qui s'étale de novembre à avril, le phénomène du rouge cryptogamique se déclenche d'une façon significative, cela signifie que le statut physiologique de *C. atlantica* illustre un affaiblissement lui rendant prédisposé et

plus vulnérable à l'infection. Cette prédisposition peut résulter de l'action de certains facteurs agissant à long ou à moyen terme, tel que les conditions climatiques extrêmes ayant marqué l'année de l'étude. En effet; cette année fut marquée par des précipitations tardives, suivie par une période de chaleurs précoces; mais ce constat doit être vérifié du fait que d'autres facteurs biotiques comme la défoliation issue de certains ravageurs clés comme la chenille processionnaire du pin *Thaumetopoea pityocampa* ou encore le flétrissement vasculaire dont les signes sont souvent observés sur les sujets ainsi que l'effet cumulateur des infections antérieures, peuvent être impliqués.

### III.5. Monographie de *Lophodermium cedrinum*

Nous présentons dans ce qui suit, une monographie de *L. cedrinum*, en se basant sur les données obtenues lors de notre étude. Cette monographie sera ainsi discutée en s'appuyant sur les observations portées sur ce mycotaxon, tiré de la bibliographie disponible.

#### NOMENCLATURE

*Lophodermium cedrinum* Maire 1917.

Enregistrement bibliographique

*Lophodermium cedrinum* Maire, *Bull. Soc. Hist. nat. Afr. N.* 8: 174 (1917).

Saccardo's *Syll. Fung.* XXIV: 1124

Anamorphe= *Labrella cedrina* Durieu & Mont. 1849, *Exploration scientifique de l'Algérie* 1-13: t. 27: 7.

Le nom de l'anamorphe fut proposé récemment comme étant la combinaison *Leptostroma cedrinum* (Durieu & Mont.) Butin & Brand comb. nov. 2014.

#### TAXONOMIE

Règne : *MYCOTA* Alexopoulos 1962.

Phylum : *ASCOMYCOTA* Whittaker 1959.

Classe: *Leotiomyces* O.E. Erikss. & Winka 1997.

Ordre : *Rhytismatales* M.E. Barr ex Minter 1986. (*in* ERIKSSON et HAWKSWORTH 1986).

Famille : *Rhytismataceae* Chevall. 1826.

Genre : *Lophodermium* Chevall. 1826.

Espèce : *Lophodermium cedrinum* Maire 1917.

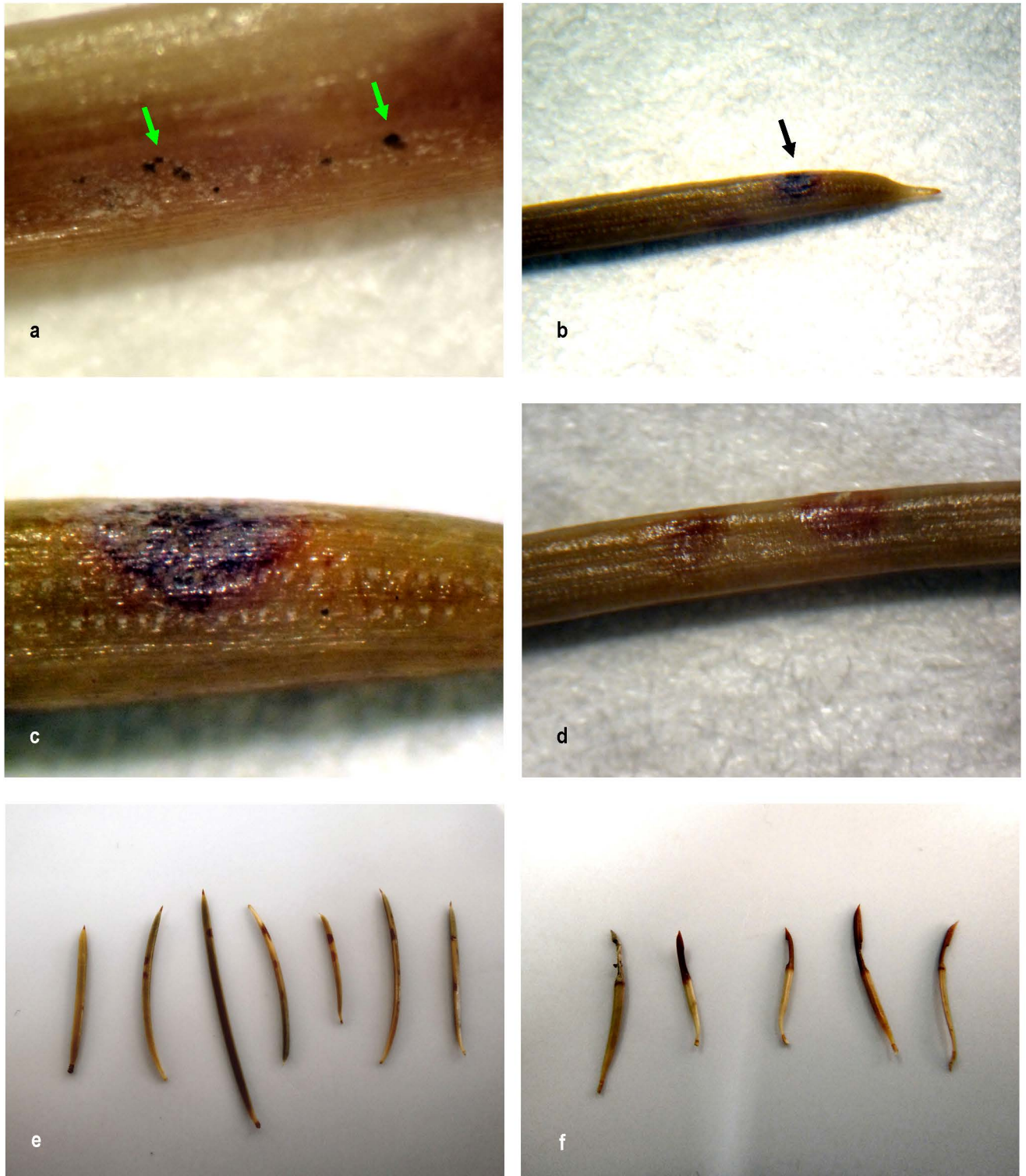
## DESCRIPTION (EN LATIN)

*Hoc taxon repono in coetus Lophodermii, causativam agentia morborum vocatur Conifer red. Facultativis biotrophic, necrotrophic saprobic, inficit folia Cedrus atlantica. Hysterothecium brunneis nigrescentia, ca. 0,4-1,15 mm × 0,25-0,55 mm, pro parte subepidermales, leviter inflexum bacillum finis. dehiscence sulcus longitudinalis. Ascis dense octosporis, hyalinis, apice obtusis, tenuiter tunicatis, 200-250 μm × 15-18 μm; paraphysibus filiformibus, nuntiatum dense in peripharia ascocarp; ascosporis filiformibus, hyalinis, laevibus, paratum, humiliabitur superbia iordanis ad summitatem, disposita in spirae, 100-165 μm × 2-2,5 μm; conidiomata fere circularis, ovalis, vel comma informibus, nigrum, subepidermicis, rima longitudinali dehiscens, prosternerem flexuosis, conidia hyalini cylindratis, longitudine 3-4,5 μm in culturae medium, 4-6 μm × 0,6-1 μm, cells conidiogenome minus.*

*L. cedrinum* fut signalé sous forme endophyte, symptomatique et saprophyte, infectant les aiguilles de *C. atlantica* dans l'Atlas Blidien (MAIRE 1917) et le massif de Bélezma (BENSACI 2006; HARZALLAH *et al.* 2009) et du cèdre de l'Himalaya, *C. deodara* au Nord-Ouest de la Chine (LIN *et al.* 1995). Le mycotaxon fut détecté récemment dans une pépinière forestière en Basse-Saxe (Allemagne) par BRAND et BUTIN (2014) chez des jeunes plans affiliés à *C. atlantica*, *C. libani* et *C. deodara* exhibant des symptômes de *Needle-cast*. En revanche, sa présence n'a pas encore été rapportée chez le cèdre de Chypre, *C. brevifolia*.

C'est un mycotaxon qui présente des convergences morphologiques avec *L. pinastri*, mais il diffère de ce dernier par ses ascospores plus grandes, peu ou pas renflées au sommet et les asques plus grands également et des conidiomata rudimentaires (MAIRE 1917). Les hystérothécies peuvent se développer en même temps que les conidiomata sur la même aiguille. La biologie trophique de ce mycotaxon évoque un comportement biotrophe facultatif basculant entre l'endophytisme et le parasitisme, ainsi que le nécrotrophisme saprophyte associé aux aiguilles de *C. atlantica*.

Les lignes de zones (*zone lines*) sont rarement observées est d'une manière irrégulière chez les aiguilles sénescents accumulées dans la litière. Ces zones noirâtres d'apparence délimitent les parties décolorées de l'aiguille ainsi que les hystérothécies. Ascocarpes ou hystérothécies de couleur brunâtre à noirâtre de formation subépidermique, ellipsoïdes, 0,4-1,15 mm × 0,25-0,55 mm, ayant une légère allure protubérante, légèrement incurvés au niveau des extrémités, sillon de déhiscence longitudinal. Asques densément serrés, hyalins,



**Figure 33.** Signes et symptômes du rouge cryptogamique (*Needle-cast*) observés sur les aiguilles de *C. atlantica*. **a**, conidiomata (flèches vertes); **b**, hystérothécie (flèche noire) formée près de la partie apicale de l'aiguille; **c**, magnification de l'hystérothécie avant la déhiscence; **d**, jaunissement de l'aiguille et début de formation de deux hystérothécies; **e**, jaunissement délimité par des taches noirâtres (hystérothécies) induit par *Lophodermium cedrinum*; **f**, jaunissement accompagné par une nécrose et une allure « cendrée » de la partie apicale des aiguilles causées par *Dothistroma* sp. (Photos personnelles).

200-250  $\mu\text{m}$   $\times$  15-18  $\mu\text{m}$ , présentant des apex minces, contenant chacun huit ascospores. Paraphyses filiformes, éparpillés entre les asques mais densément serrés aux extrémités de l'ascocarpe. Ascospores filiformes (figure 35c), lisses, hyalines, 100-165  $\mu\text{m}$   $\times$  2-2,5  $\mu\text{m}$ , très légèrement ou non renflées au sommet, arrangées en spirale, présence d'une gaine gélatineuse Conidiomata de forme plus ou moins circulaire, ovale ou en forme de virgule, noires, d'apparence subépidermique, présentant une fissure longitudinale légèrement sinueuse. Conidies hyalines, cylindrique, 3-4,5  $\mu\text{m}$  de long en culture, 4-6  $\mu\text{m}$   $\times$  0,6-1  $\mu\text{m}$  sur aiguille, cellules conidiogènes très rudimentaires et souvent indétectables.

#### ASPECTS HISTOLOGIQUES DE L'INFECTION

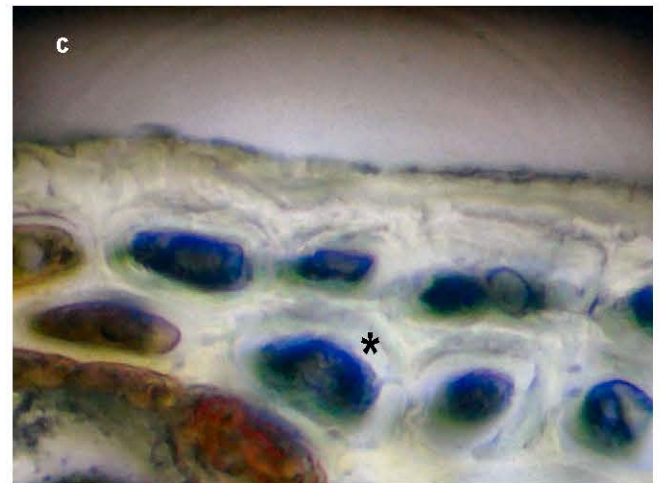
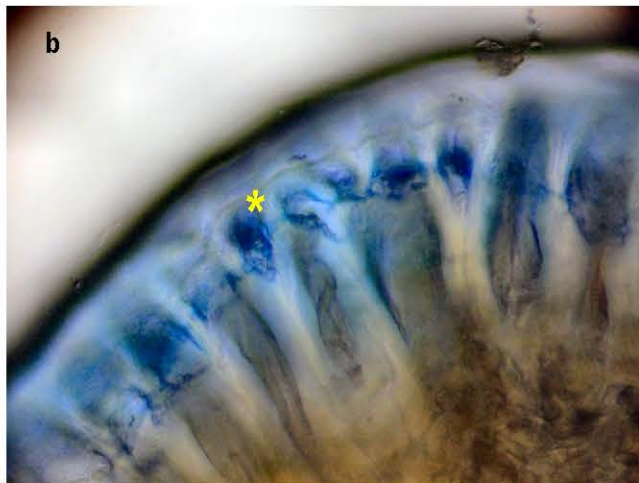
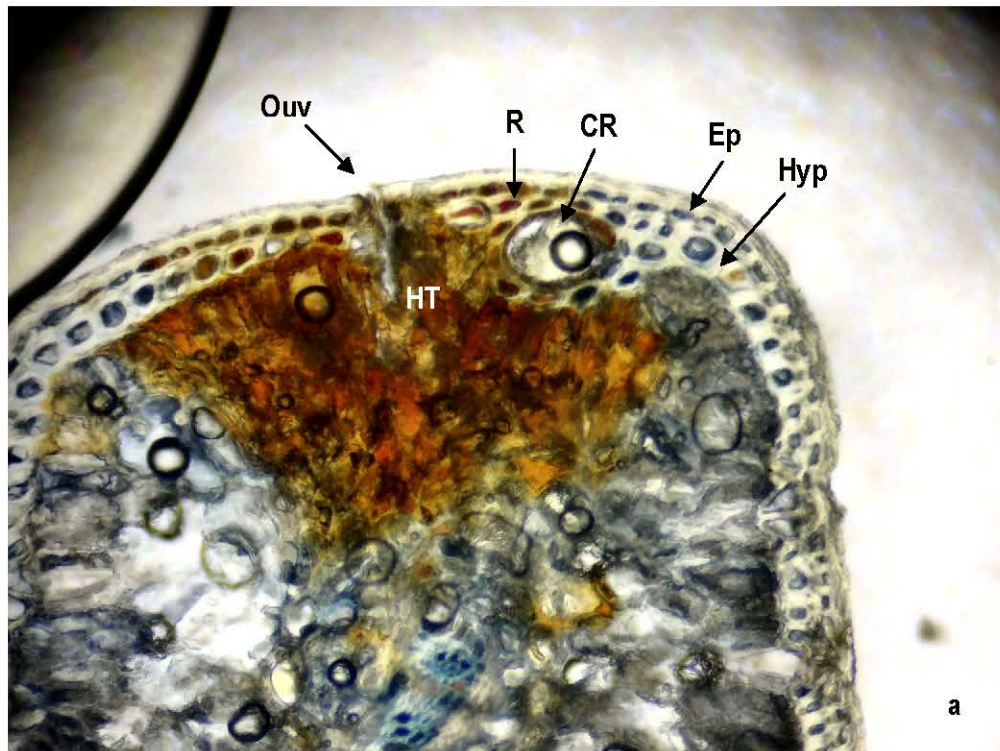
Nous pouvons distinguer des structures fongiques végétatives marquées par une allure multilobée, éparpillées dans les cellules de l'hypoderme (figure 34b). Il est à noter que le champignon occupe entièrement le cytoplasme de la cellule-hôte (figure 34c), générant par conséquence des hyphes amorphes restreints à la cellule-hôte. Certaines cellules notamment celles juxtaposant l'épiderme démontrent des signes d'interférences et d'incompatibilité histologique comme par exemple un léger épaissement des parois et l'apparence de cavités cellulaires (figure 34c). Entre les cellules de l'épiderme et l'hypoderme, des extensions insignifiantes plus ou moins filamenteuses du champignon (sans lobes) sont visibles. C'est apparemment le seul endroit où la progression fongique est intercellulaire. Notant également l'absence des hyphes de *L. cedrinum* au niveau des cellules mésophylliennes (figure 34a).

Il est à rappeler que d'autres structures fongiques végétatives sont observées au niveau de certains compartiments cellulaires de l'aiguille de *C. atlantica*, mais il est difficile d'identifier le mycotaxon ou au moins de l'attribuer au groupe des Rhytismatacées du fait que les formes endophytes de ces derniers infectent les couches cellulaires superficielles des feuilles de conifères.

L'observation microscopique d'une coupe transversale pratiquée au milieu d'une hystérothécie de *L. cedrinum* nous a permis de tirer quelques remarques, descriptions et constatations sur le plan anatomique et du point de vue changements et/ou altérations des tissus foliaires de *C. atlantica*.

Le développement de l'hystérothécie s'effectue entre la cutine et l'hypoderme, émergeant à partir d'un tissu fongique dense connu sous le nom de primordium ascocarpique qui apparaît sous l'allure de vésicules sombres ou ternes. Concernant les hystérothécies mûres, certaines

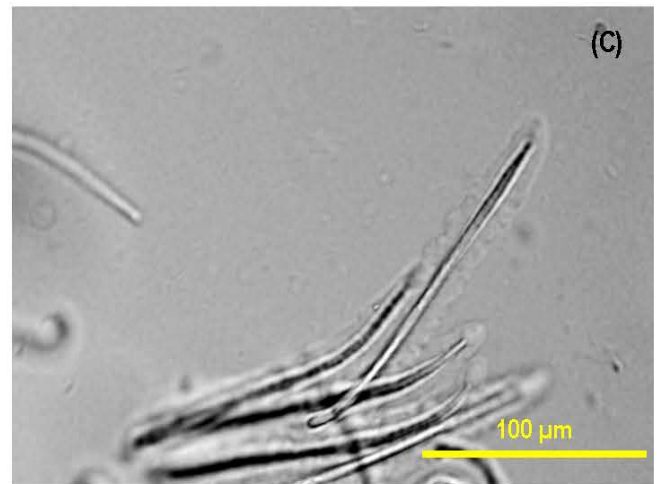
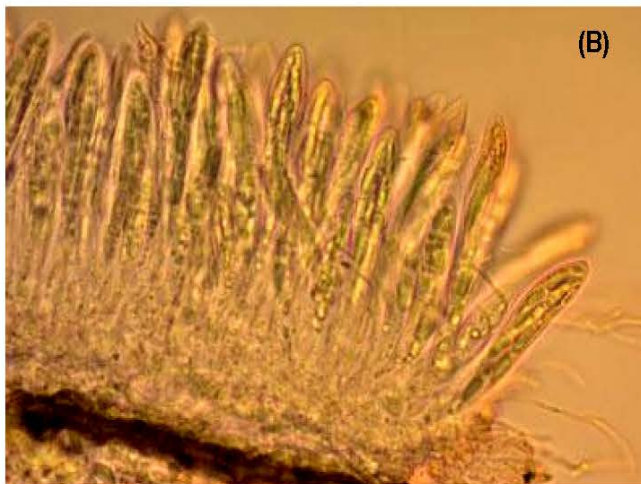
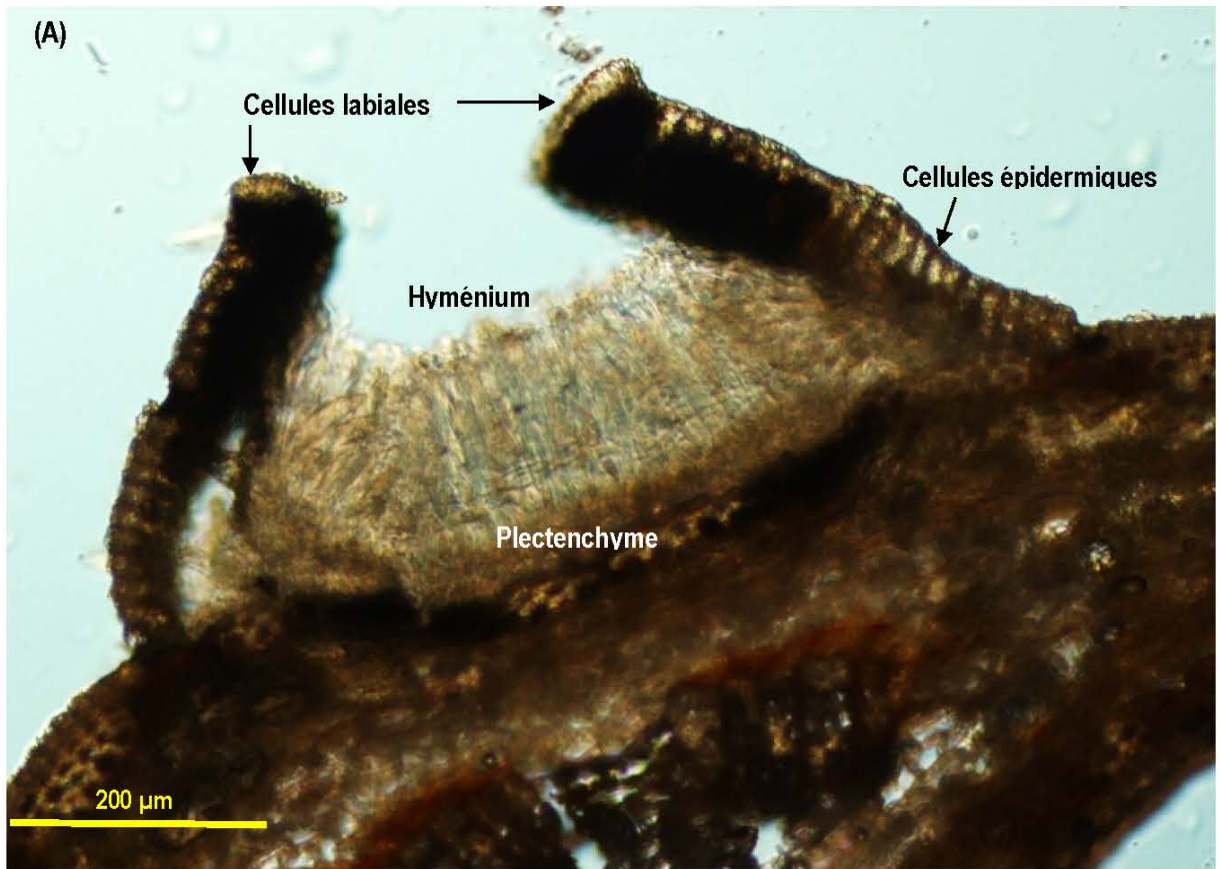




**Figure 34.** Histologie de l'infection d'une aiguille de *C. atlantica* par *Lophodermium cedrinum*. **a**, aspect internalisé de l'hystérothécie : HT: Hystérothécie. R: dépôt de résine. CR: canal résinifère. Ep: épiderme. Hyp: hypoderme. Ouv: ouverture (déhiscence) de l'hystérothécie à la surface foliaire; **b**, hyphes occupant les cavités des cellules épidermiques avec extensions intercellulaires restreintes; **c**, cellules épidermiques et hypodermiques occupées par des hyphes amorphes de *L. cedrinum* (Photos personnelles).

cellules épidermiques sont délogées de leur position originale et occupent par conséquence la base de l'ascocarpe. Cette disposition particulière des cellules épidermiques de l'aiguille de *C. atlantica* est comparable aux celles des *Pinus* spp. ou *Abies* spp. infectés par *L. pinastri*. (MORGAN-JONES et HULTON 1979).

Le clypeus (figure 35a), de couleur marron claire à noire, se développent sous forme d'un tissu situé juste sous la cutine et qui présente au niveau de sa zone apicale une formation de cellules amorphes connues sous le nom de cellules labiales d'une apparence plus ou moins hyaline. Les asques occupent particulièrement le centre de l'hyménium alors que les paraphyses sont difficilement reconnaissables (figure 35a).



**Figure 35.** A, Coupe transversale d'une hystérothécie de *Lophodermium pinastri*; B, Asques de *L. cedrinum* contenant des ascospores filamenteux caractéristiques disposés en spirales; C, Ascospores de *L. cedrinum*.



# **CONCLUSION GENERALE**

## Conclusion générale

A l'issue de notre étude, il a été rendu possible dans une première partie de caractériser certains aspects de la diversité spécifique des champignons endophytes associées aux feuilles de six phytotaxons caractéristiques des massifs de Bélezma et des Aurès.

Avec un nombre de mycotaxons endophytes identifiés, atteignant 110 répartis sur 93 entités taxonomiques, nous estimons que cette diversité fongique est très importante. Le nombre important de mycotaxons illustre également une association moyenne d'environ 19 taxons fongiques / plante-hôte. L'identification de ces mycobiontes endophytes a été effectuée selon le statut morphologique de ces organismes et par voie moléculaire via la technique PCR et le séquençage des unités ribosomiques codantes pour l'ADNr.

La diversité la plus importante fut enregistrée au niveau des feuilles de *Quercus ilex* (36 mycotaxons) suivie par celle de *Fraxinus xanthoxyloides* (23 mycotaxons), de *Cedrus atlantica* (22 mycotaxons), *Artemisia herba-alba* (15 mycotaxons), *Euphorbiae bupleuroides* subsp. *luteola* (13 mycotaxons) et enfin, celle de *Juniperus oxycedrus*, avec 11 mycotaxons.

Sur le plan morphologique, nous avons constaté une dominance des anamorphes comparativement aux téléomorphes. Par ailleurs, et du point de vue taxinomique, il a été conclu que la plus grande trame fongique est rangée au sein des phylums Dicotyles (ASCOMYCOTA et BASIDIOMYCOTA).

Il a été constaté que l'origine géographique et la saisonnalité sont deux facteurs qui peuvent influencer les fréquences de colonisation endophyte au niveau des aiguilles de *C. atlantica* chez lequel l'abondance des champignons isolés est marquante au cours de la période printanière et automnale. D'autre part, l'analyse factorielle des correspondances a démontré l'existence de certains assemblages mycoendophytes spécifiques à l'échelle géographique surtout pour les stations de Dj. Tougurt et du col Telmet.

L'analyse phylogénétique du taxon BCAB212 révéla que ce dernier est probablement lié à l'espèce *Lophodermium cedrinum* et qu'il suivit une radiation relativement récente et divergente par rapport aux autres taxons phylogénétiquement proches.

La mycoflore endophyte caractérisée chez les aiguilles de *J. oxycedrus* des deux sites étudiés est marquée par une présence quasi-identique de la classe des Dothideomycètes et celle des

Léotiomycètes. Ainsi, nous avons pu caractériser un nouveau mycotaxon affilié au genre *Arthrinium* (*Arthrinium* BELZ220) ayant des liens évolutifs probables avec des membres du groupe « *arundinis* » isolés sous forme endophyte à partir des plantes spontanées des régions tempérées du continent Européen.

Si la mycoflore endophyte du feuillage de *Q. ilex* fut marquée par une diversité très importante, nous attirons l'attention sur la présence remarquable de l'espèce *Apiognomonina quercina*. Sur le plan richesse spécifique, les feuilles ayant été prélevées de Dj. Khaled et de Djerma renferment une mycoflore plus diverse (avec 26 et 25 mycotaxons, respectivement, que celles prélevées de Dj. Tougurt (23), de Dj. Chelia (22) ou celles de Dj. Boumerzoug (19). L'origine géographique des sites échantillonnés n'a pas influencé la variabilité des fréquences de colonisation des feuilles du chêne vert, mais surtout à une échelle plus spécifique, c'est-à-dire sur certains mycotaxons caractéristiques, le cas par exemple d'*Alternaria macrospora*, et plus particulièrement *A. quercina*.

Chez le frêne dimorphe, il a été constaté que la colonisation endophyte peut concernée l'ensemble de la feuille ou bien localisée sur l'une ou l'autre partie de cette dernière. En effet, certains champignons infectent à la fois le limbe et le pétiole et ce pour les feuilles prélevées de toutes les stations; c'est le cas par exemple d'*Actinonema* sp., de *Cladosporium fraxinicola* ainsi que *Fusarium lateritium*.

La bioprospection du *Lophodermium cedrinum* pour ces potentialités indicatrices du statut phytosanitaire des cédraies étudiées de Bélezma a été basée sur des analyses portées sur des traits étiologiques, caractérisées à partir de son biotope naturel ou encore des aspects morphologiques, culturels et physiologiques analysées sous conditions contrôlées. A cet égard, les incidences des formes symptomatiques de ce mycotaxon au niveau des sites prospectés sont soit importantes (Dj. Tougurt) soit faibles et stables (col Telmet et Dj. Bordjem).

L'étude morphométrique des structures reproductrices de *L. cedrinum* indiqua que ce dernier génère plus d'hystérothécies sur les aiguilles sénescents par rapport aux aiguilles non-sénescents, tandis que la longueur de ces ascocarpes varie d'une manière générale entre un site et un autre, il en est de même pour la longueur des asques qui varie selon la nature biotique des aiguilles. D'autre part, la longueur moyenne des ascospores développés sur les

aiguilles sénescents dépasse celle des ascospores développés sur les aiguilles non-sénescents.

La croissance rapide des colonies issues de la forme symptomatique de *L. cedrinum* indique une réponse amplifiée à l'égard du milieu trophique utilisé, contrairement aux colonies issues des formes endophytes *sensu stricto*. Une variabilité de la couleur des colonies fut constatée également selon la nature du milieu utilisé.

L'étude de l'activité enzymatique des isolats de *L. cedrinum* n'a pas donné une image claire sur son indication phytosanitaire. En revanche, il est possible que la production des cellulases et des pectinases par les formes symptomatiques puisse indiquer une fonction primordiale de ce mycotaxon, illustrée par la dégradation des tissus lors des premières phases de sénescence foliaire de *C. atlantica*.

Le cycle de la maladie du rouge cryptogamique (*Needle cast*) et de son agent causal, *L. cedrinum* ont pu être élaborés suite aux données obtenues lors de notre étude. Ce cycle, bien qu'hypothétique mérite des vérifications, notamment si nous mettons en considération que certains aspects étiologiques sont pratiquement peu connus et non étudiés ni même analysés. A titre d'exemple, nous ne disposons pas d'informations suffisantes en matière de mécanismes de diffusion de l'inoculum primaire, d'infection initiale ou encore d'infection et de dissémination secondaire.

Par projection du cycle biologique à l'égard des données spécifiques issues de la station de Dj. Tougurt, nous avons estimé que la maladie peut prendre une allure plus amplifiée et une évolution plus ou moins décalée dans l'année suite aux irrégularités climatiques entre les années. A cet égard, nous estimons que l'altération du statut physiologique du cèdre de l'Atlas au niveau de cette station, qui a conduit vers un *shift* du comportement trophique et symbiotique de *L. cedrinum*, virant du mutualisme au parasitisme, a eut des conséquences sur le développement des symptômes sur les individus prospectés d'une manière non seulement significative, mais chronologiquement prolongée, amplifiant ainsi les points d'infection et la dissémination horizontale de la maladie au sein du peuplement même en période estivale et la début de la saison automnale.

Nous pouvons constater que les champignons endophytes associées aux phytotaxons qui marquent le paysage naturel, notamment forestier, des massifs de Bélezma et des Aurès sont

hyperdiversifiés. Cette diversité doit être considérée non seulement à l'échelle spécifique (taxonomique) mais également à l'échelle biofonctionnelle dans la mesure où la diversité floristique de la région est remarquable et beaucoup de phytotaxons n'ont pas été encore prospectés.

L'exploitation du statut physiologique des champignons endophytes peut être d'une grande importance car il est possible de caractériser l'évolution des stations forestières notamment sur le plan phytosanitaire à travers l'analyse de certaines composantes biotiques des mycotaxons associées aux plantes-hôtes ciblées.

## Références Bibliographiques

- ACUNA-ARGUELLES M. E., GUTIÉRREZ-ROJAS M., VINIEGRA-GONALES G., FAVELA-TORRES E. A. 1995. Production and properties of three pectinolytic activities produced by *Aspergillus niger* in submerged and solid state fermentation. *Applied Microbiology and Biotechnology* 43: 808-814.
- ADAMS R. P., SCHWARZBACH A. E. 2013. Phylogeny of *Juniperus* using nrDNA and four cpDNA regions. *Phytologia* 95: 179-187.
- ADAMS R. P., SCHWARZBACH A. E. 2012. Taxonomy of *Juniperus*, section *Juniperus*: sequence analysis of nrDNA and five cpDNA regions. *Phytologia* 94: 280-297.
- ADAMS R. P., MORRIS J. A., PANDEY R. N., SCHWARZBACH A. E. 2005. Cryptic speciation between *Juniperus deltoids* and *Juniperus oxycedrus* (Cupressaceae) in the Mediterranean. *Biochemical Systematics and Ecology* 33: 771-787.
- ADAMS G. C., ROBERTS D. L. 1988. Epidemic of *Lophodermium* needle cast of Scotch pine in Michigan. *Plant Disease* 72: 801.
- AFZAL-RAFII Z. 1988. Caractéristiques taxonomique, morphologique et isoenzymatique du complexe "Chêne vert". *Bulletin de la Société Botanique de France*, 135, *Lettres de Botanique* 4/5: 343-352.
- AICHOUR S., HABA H., BENKHALED M., HARAKAT D., LAVAUD C. 2014. Terpenoids and other constituents from *Euphorbia bupleuroides*. *Phytochemistry Letters* 10: 198-203.
- ALBRECHTSEN B. R., BJÖRKÉN L., VARAD A., HAGNER Å., WEDIN M., KARLSSON J., JANSSON S. 2010. Endophytic fungi in European aspen (*Populus tremula*) leaves - diversity, detection, and a suggested correlation with herbivory resistance. *Fungal Diversity* 41: 17-28.
- ALEXOPOULOS C. J. 1962. Introductory mycology, 2<sup>nd</sup> edition. John Wiley & Sons, NY. 632 pp.
- ANSELMINI N., CELLERINO G. P., FRANCESCHINI A., GRANATA G., LUISI N., MARRAS F., MAZZAGLIA A., MUTTO ACCORDI S., RAGAZZI A. 2004. Geographic distribution of fungal endophytes of *Quercus* sp. in Italy. In A. RAGAZZI A., S. MORICCA et I. DELLAVALLE (eds.) *Endophytism in forest trees*. Accademia Italiana di Scienze Forestali, Firenze, Italie. pp 75-89.
- ARNOLD A. E., MAYNARD Z., GILBERT G. S., COLEY P. D., KURSAR T. A. 2000. Are tropical fungal endophytes hyperdiverse? *Ecology Letters* 3: 267-274.
- ARNOLD A. E., LUTZONI F. 2007. Diversity and host range of foliar fungal endophytes: are tropical leaves biodiversity hotspots? *Ecology* 88: 541-549.
- ARNOLD A. E. 2002. Neotropical fungal endophytes: diversity and ecology. Thèse PhD, The University of Arizona. 337 pp.
- ARNOLD A. E. 2007. Understanding the diversity of foliar endophytic fungi: progress, challenges, and frontiers. *Fungal Biology Reviews* 21: 51-66.
- ARNOLD A. E., HENK D. A., EELLS R. L., LUTZONI F., VILGALYS R. 2007. Diversity and phylogenetic affinities of foliar fungal endophytes in loblolly pine inferred by culturing and environmental PCR. *Mycologia* 99: 185-206.
- ATLAS R. M. 2005. Handbook of media for environmental microbiology. 2<sup>nd</sup> edition. CRC Press, Taylor & Francis Group, Boca Raton, Floride, USA. 664 pp.

- AZEVEDO J. L., MACCHERONI JR. W., PEREIRA J. O. DE ARAUJO W. L. 2000. Endophytic microorganisms: a review on insect control and recent advances on tropical plants. *Electronic Journal of Biotechnology* 3: 40-65.
- BAHNWEG G., HELLER W., STICH S., KNAPPE C., BETZ G., HEERDT C., KEHR R. D., ERNST D., LANGEBARTELS C., NUNN A. J., ROTHENBURGER J., SCHUBERT R., WALLIS P., MÜLLER-STARCK G., WERNER H., MATYSSEK R., SANDERMANN H. J. 2005. Beech leaf colonization by the endophyte *Apiognomonina errabunda* dramatically depends on light exposure and climatic conditions. *Plant Biology* 7: 659-669.
- BAILEY B. A., BAE H., MELNICK R., CROZIER J. 2011. The Endophytic *Trichoderma hamatum* Isolate DIS 219b Enhances Seedling Growth and Delays the Onset of Drought Stress in *Theobroma cacao*. In A. M. PIRTILLÄ et A. C. FRANK (eds.) *Endophytes of forest trees: biology and applications*, *Forestry Science* 80. Springer Science + Business Media B.V. pp 157-172.
- BAKYS R., VASAITIS R., BARKLUND P., IHRMARK K., STENLID J. 2009. Investigations concerning the role of *Chalara fraxinea* in declining *Fraxinus excelsior*. *Plant Pathology* 58: 284-92.
- BARBERO M., LOISEL R., QUÉZEL P. 1992. Biogeography, ecology and history of Mediterranean *Quercus ilex* ecosystems. *Vegetatio* 99-100: 19-34.
- BARENGO N., SIEBER T. N., HOLDENRIEDER O. 2000. Diversity of endophytic mycobiota in leaves and twigs of pubescent birch (*Betula pubescens*). *Sydowia* 52: 305-320.
- BARKLUND P. 1987. Occurrence and pathogenicity of *Lophodermium piceae* appearing as an endophyte in needles of *Picea abies*. *Transactions of the British Mycological Society* 89: 307-313.
- BARNETT H. L., HUNTER B. B. 1998. Illustrated genera of imperfect fungi, 4<sup>th</sup> edition. American Phytopathological Society Press, St. Paul, Minnesota, USA. 218 pp.
- BARRES L., VILATERSANA R., MOLERO J., SUSANNA A., GALBANY-CASALS M. 2011. Molecular phylogeny of *Euphorbia* subg. *esula* sect. *Aphyllis* (Euphorbiaceae) inferred from nrDNA and cpDNA markers with biogeographic insights. *Taxon* 60: 705-720.
- BEHIE S. W., BIDOCHKA M. J. 2014. Ubiquity of insect-derived nitrogen transfer to plants by endophytic insect-pathogenic fungi: an additional branch of the soil nitrogen cycle. *Applied and Environmental Microbiology* 80: 1553-1560.
- BENSACI O. A. 2007. La Mycoflore Endophyte du Cèdre de l'Atlas (*Cedrus atlantica* Man.) dans le Massif de Bélezma (Aurès): Etude Initiale. Mémoire de Magister, Université Hadj Lakhdar, Batna. 80 pp.
- BENSACI O. A., LOMBARKIA N., LAIB D. E. 2013. Initial evaluation of endophytic fungi, isolated from *Nerium oleander* L. for their biocontrol action against the broached *Acanthoscelides obtectus* (Say.) (Coleoptera: Bruchidae) in Algeria. In C. SCHNEIDER, C. LEIFERT et F. FELDMANN (eds.) *Endophytes for plant protection: the state of the art*. Deutsche Phytomedizinische Gesellschaft. pp 162-167.
- BENSACI O. A., HARZALLAH D., LOMBARKIA N., ROUABAH K. 2015. Formulation of the endophytic fungus *Cladosporium oxysporum* Berk. & M. A. Curtis, isolated from *Euphorbia bupleuroides* subsp. *luteola*, as a new biocontrol tool against the black bean aphid (*Aphis fabae* Scop.). *Journal of Plant Protection Research* 55: 80-87.
- BERNSTEIN M. E., CARROLL G. C. 1977. Internal fungi in old-growth Douglas fir foliage. *Canadian Journal of Botany* 55: 644-653.

- BLACKWELL M. 2011. The fungi: 1, 2, 3 ... 5.1 million species? *American Journal of Botany* 98: 426-438.
- BODDY L., BARDSLEY D. W., GIBBON O. M. 1987. Fungal communities in attached ash branches. *New Phytologist* 107: 143-154.
- BOOTH C. 1971. The genus *Fusarium*. Commonwealth Mycological Institute. Kew, UK: 237 pp.
- BORATYŃSKI A., WACHOWIAK W., DERING M., BORATYŃSKIA K., SĘKIEWICZ K., SOBIERAJSKA K., JASIŃSKA A. K. KLIMKO M., MONTSERRAT J. M., ROMO A., OK T., DIDUKH Y. 2014. The biogeography and genetic relationships of *Juniperus oxycedrus* and related taxa from the Mediterranean and Macaronesian regions. *Botanical Journal of the Linnean Society* 174: 637-653.
- BOTELLA L., DIEZ J. J. 2011. Phylogenetic diversity of fungal endophytes in Spanish stands of *Pinus halepensis*. *Fungal Diversity* 47: 9-18.
- BOUDY P. 1952. Guide du forestier en Afrique du Nord. Ed. La Maison Rustique. 505 p.
- BOUDY P. 1950. Economie forestière Nord-Africaine : monographie et traitement des essences forestières. Ed. Larose, T2: pp 529-619.
- BRADNER J. R., GILLINGS M., NEVALAINEN K. M. H. 1999. Qualitative assessment of hydrolytic activities in antarctic microfungi grown at different temperatures on solid media. *World Journal of Microbiology and Biotechnology* 15: 131-132.
- BRAND T. BUTIN H. 2014. Erstnachweis von *Lophodermium cedrinum* in Deutschland – Erreger einer Nadelschütte an *Cedrus* spp. *Journal Für Kulturpflanzen* 66: 307-311.
- BROUILLET L., ALLEN G., SEMPLE J.C., ITO M. 2001. ITS phylogeny of North American asters (Asteraceae: Astereae). *Proceedings Botany 2001, ASPT/BSA/IOPB Joint Meeting, Albuquerque, New Mexico*, 12–16 Août 2001.
- BUTIN H. 1986. Endophytische Pilze in grünen Nadeln der Fichte (*Picea abies* Karst.). *Zeitschrift für Mykologie* 52: 335-345.
- BUTIN H., WAGNER C. 1985. Mykologische Untersuchungen zur "Nadelröte" der Fichte. *Forstwissenschaftliches Centralblatt* 104: 179-186.
- BUTIN H. 1981. Needle diseases and their agents in *Araucaria araucana* and *A. angustifolia* from South America. *Current research on conifer needle diseases, Proceedings of a conference of the International Union of Forest Research Organisations Working Party on Needle Diseases Sarajevo, Bosnie-Herzegovine, 15-19 Septembre 1980*. pp 45-48.
- CALDWELL B. A., JUMPPONEN A., TRAPPE J. M. 2000. Utilization of major detrital substrates by dark-septate, root endophytes. *Mycologia* 92: 230-232.
- CARRELL A. A., FRANK A. C. 2014. *Pinus flexilis* and *Picea engelmannii* share a simple and consistent needle endophyte microbiota with a potential role in nitrogen fixation. *Frontiers in Microbiology* 5: 1-11.
- CARRIERE E. A. 1867. *Traité général des conifères, ou description de toutes les espèces et variétés aujourd'hui connues, avec leur synonymie, l'indication des procédés de culture et de multiplication qu'il convient de leur appliquer*. Chez l'auteur, Paris. 656 p.



- CARRIERI R., D'ELIA I., GERACI G., ALIOTO D., RAGOZZINO A., DEL GAUDIO R. 2010. Molecular evidence of *Taphrina wiesneri* in leaves and buds of healthy sweet cherry: a possible endophytism? *Journal of Plant Pathology* 92: 327-333.
- CARROLL G. C. 1986. The biology of endophytism in plants with particular reference to woody perennials. In N. J. FOKKEMA et J. VAN DEN HEUVEL (eds.) *Microbiology of the phylloplane*. Cambridge University Press, Royaume-Uni. pp 205-222.
- CARROLL G. 1988. Fungal endophytes in stems and leaves: from latent pathogen to mutualistic symbiont. *Ecology* 69: 2-9.
- CARROLL G. C., CARROLL F. E. 1978. Studies on the incidence of coniferous needle endophytes in the Pacific Northwest. *Canadian Journal of Botany* 56: 3034-3043.
- CARROLL G., PETRINI O. 1983. Patterns of substrate utilization by some fungal endophytes from coniferous foliage. *Mycologia* 75: 53-63.
- CHABOT J. F., CHABOT B. F. 1975. Developmental and seasonal patterns of mesophyll ultrastructure in *Abies balsamea*. *Canadian Journal of Botany* 53: 295-304.
- CHANDELIER A., HELSON M., DVORAK M., GISCHER F. 2014. Detection and quantification of airborne inoculum of *Hymenoscyphus pseudoalbidus* using real-time PCR assays. *Plant Pathology* 63: 1296-1305.
- CHEVALLIER F. F. 1826. Flore Générale des Environs de Paris. Tome premier. Edition Ferra Jeune Librairie, Paris. 980 pp.
- COHEN S. D. 2004. Endophytic-host selectivity of *Discula umbrinella* on *Quercus alba* and *Quercus rubra* characterized by infection, pathogenicity and mycelial compatibility. *European Journal of Plant Pathology* 110: 713-721.
- COLLADO J., PLATAS G., GONZÁLEZ I., PELÁEZ F. 1999. Geographical and seasonal influences on the distribution of fungal endophytes in *Quercus ilex*. *New Phytologist* 144: 525-532.
- COLLADO J., PLATAS G., PELÁEZ F. 1996. Fungal endophytes in leaves, twigs and bark of *Quercus ilex* from Central Spain. *Nova Hedwigia* 63: 347-360.
- COSTA I. P. M. W., MAIA L. C., CAVALCANTI M. A. 2012. Diversity of leaf endophytic fungi in mangrove plants of Northeast Brazil. *Brazilian Journal of Microbiology* 43: 1165-1173.
- COSTE L. H. 1906. Flore descriptive et illustrée de la France, de la Corse et des contrées limitrophes. Tome III. Librairies des Sciences et des Arts. 808 p.
- CROUS P. W., GROENEWALD J. Z. 2013. A phylogenetic re-evaluation of *Arthrinium*. *IMA Fungus* 4: 133-154.
- CURRIE A. F., WEARN J., HODGSON S., WENDT H., BROUGHTON S. J., JIN L. 2014. Foliar fungal endophytes in herbaceous plants: a marriage of convenience. In V. C. VERMA, A. C. GANGE (eds.) *Advances in Endophytic Research*. Springer, New Delhi. pp. 61-81.
- DANTI R., SIEBER T. N., SANGUINETI G., RADDI P., DI LONARDO V. 2002. Decline in diversity and abundance of endophytic fungi in twigs of *Fagus sylvatica* L. after experimental long-term exposure to sodium dodecylbenzene sulphonate (SDBS) aerosol. *Environmental Microbiology* 4: 696-702.

- DANTI R., SIEBER T. N., SANGUINETI G. 2002. Endophytic mycobiota in bark of European beech (*Fagus sylvatica*) in the Apennines. *Mycological Research* 106: 1343-1348.
- DARKER G. D. 1967. A revision of the genera of the Hypodermataceae. *Canadian Journal of Botany* 45: 1399-1444.
- DARKER G. D. 1932. The Hypodermataceae of conifers. *Contributions from the Arnold Arboretum of Harvard University* 1: 1-131.
- DAVIS P. H., HEDGE I. C. 1971. Floristic links between N. W. Africa and S. W. Asia. *Annalen des Naturhistorischen Museums in Wien* 75: 43-57.
- DE BARY A. 1866. *Morphologie und physiologie der pilze, fletchen und myxomyceten*. Verlag von Wilhelm Engelmann. 316 pp.
- DE LORENZO G., D'OVIDIO R., CERVONE F. 2001. The role of polygalacturonase-inhibiting proteins (PGIPs) in defense against pathogenic fungi. *Annual Review of Phytopathology* 39: 313-335.
- DEACON J. 2006. *Fungal biology*, 4<sup>th</sup> edition. Blackwell Publishing, London, UK. 371 pp.
- DECKERT R. J., PETERSON R. L. 2000. Distribution of foliar fungal endophytes of *Pinus strobus* between and within host trees. *Canadian Journal of Forest Research* 30: 1436-1442.
- DECKERT R. J. 2000. Structural and ecological aspects of the relationship of phyllosphere fungi with their host, *Pinus strobus* L. Thèse PhD. University of Guelph, Canada. 172 pp.
- DECKERT R. J., MELVILLE L. H., PETERSON R. L. 2001. Structural features of a *Lophodermium* sp. endophyte during the cryptic life cycle phase in the foliage of *Pinus strobus* L. *Mycological Research* 105: 991-997.
- DENK T., GRIMM G. W. 2009. Significance of pollen characteristics for infrageneric classification and phylogeny in *Quercus* (Fagaceae). *International Journal of Plant Science* 170: 926-940.
- DERNEŽI D. 2010. Mediterranean basin biodiversity hotspot. Report for the Prince Albert II of Monaco Foundation and MAVA Fondation pour la Nature. 251 pp.
- DI PIETRO A., RONCERO M. I. G., ROLDÁN M. A. R. 2009. From tools of survival to weapons of destruction: the role of cell wall-degrading enzymes in plant infection. In H. Deising (ed.) *Plant Relationships*, 2<sup>nd</sup> edition. *The Mycota. Volume 5*. Springer-Verlag. pp 181-200.
- DOBRANIC J. K., JOHNSON J. A., ALIKHAN Q. R. 1995. Isolation of endophytic fungi from eastern larch (*Larix laricina*) leaves from New Brunswick, Canada. *Canadian Journal of Microbiology* 41: 194-198.
- DORSEY B. 2013. Phylogenetics and Morphological Evolution of *Euphorbia* subgenus *Euphorbia*. Thèse PhD. University of Michigan. 174 pp.
- DOTY S. L. 2011. Nitrogen-fixing endophytic bacteria for improved plant growth. In D. K. MAHESHWARI (ed.) *Bacteria in Agrobiolgy: Plant Growth Responses*. Springer Verlag. pp 183-199.
- DRENKHAN R., HANSO M. 2010. New host species for *Chalara fraxinea*. *New Disease Reports* 22: 16.
- DURIEU DE MAISONNEUVE M. C., MONTAGNE C. 1849. Exploration Scientifique de l'Algérie, *Cryptogamie* 1, 27: 599-600.

- E.P.P.O. PM 7/117 (1) *Hymenoscyphus pseudoalbidus*. *OEPP/EPPO Bulletin* 43: 449-461.
- EDEL V. 1998. Polymerase chain reaction in mycology: an overview. In P. D. BRIDGE, C. A. REDDY et R. P. ELANDER (eds.) *Applications of PCR in Mycology*. CAB International, Wallingford. pp 1-20.
- ELLIS M. B. 1971. Dematiaceous hyphomycetes. Commonwealth Mycological Institute, Kew, UK. 608 pp.
- ELLIS M. B., ELLIS J. P. 1997. Microfungi on land plants: an identification handbook. The Richmond Publishing, UK. 868 pp.
- ERIKSSON O. E., WINKA K. 1997. Supraordinal taxa of Ascomycota. *Mycotax* 1: 1-16.
- ERIKSSON O., HAWKSWORTH D. L. 1986. Notes on Ascomycete systematics. Nos 1-224. *Systema Ascomycetum* 5: 113-174.
- ERNST M., MANDGEN K. W., WIRSEL S. G. R. 2003. Endophytic fungal mutualists: seed-borne *Stagonospora* spp. enhance reed biomass production in axenic microcosms. *Molecular Plant Microbe Interactions* 16: 580-587.
- ESPINOSA-GARCIA F. J., LANGENHEIM J. H. 1990. The leaf fungal endophytic community of a coastal redwood population: diversity and spatial patterns. *New Phytologist* 116: 89-97.
- FAETH S. H., HAMMON K. E. 1997. Fungal endophytes in oak trees. I. Long-term patterns of abundance and associations with leafminers. *Ecology* 78: 810-819.
- FARJON A. 2010. A handbook of the world's conifers. Brill Press. Leiden-Boston. 1111 p.
- FISHER P. J., ANSON A. E., PETRINI O. 1986. Fungal endophytes in *Ulex europaeus* and *Ulex gallii*. *Transactions of the British Mycological Society* 86: 153-193.
- FISHER P. J., PETRINI O., SUTTON B. C. 1994. Fungal endophytes from the leaves and twigs of *Quercus ilex* L. from England, Majorca and Switzerland. *New Phytologist* 127: 133-137.
- FISHER P. J., PETRINI O. 1987. Location of fungal endophytes in tissues of *Suaeda fruticosa*: a preliminary study. *Transactions of the British Mycological Society* 89:246-249.
- FURUKAWA T., KOGA J., ADACHI T., KISHI K., SYONO K. 1996. Efficient Conversion of L-Tryptophan to Indole-3-Acetic Acid and/or Tryptophol by Some Species of *Rhizoctonia*. *Plant and Cell Physiology* 37: 899-905.
- GAMBOA M. A., LAUREANO S., BAYMAN P. 2002. Measuring diversity of endophytic fungi in leaf fragments: Does size matter? *Mycopathologia* 156: 41-45.
- GAO X.-M., LIN Y.-R., HUANG H.-Y., HOU C.-L. 2013. A new species of *Lophodermium* associated with the needle cast of Cathay silver fir. *Mycological Progress* 12: 141-149.
- GERLACH W. 1977. Drei neue varietaten von *Fusarium merismoides*, *F. larvarum* und *Fusarium chlamydosporum*. *Phytopathologische Zeitschrift* 90: 31-42.
- GHERBAWY Y. A., ELHARIRY H. M. 2014. Endophytic fungi associated with high-altitude Juniperus trees and their antimicrobial activities. *Plant Biosystems* 148: 1-10.

- GIORDANO L., GONTHIER P., VARESE G. C., MISERERE L., NICOLOTTI G. 2009. Mycobiota inhabiting sapwood of healthy and declining Scots pine (*Pinus sylvestris* L.) trees in the Alps. *Fungal Diversity* 38: 69-83.
- GONTHIER P., GENNARO M., NICOLOTTI G. 2006. Effects of water stress on the endophytic mycota of *Quercus robur*. *Fungal Diversity* 21: 69-80.
- GRIFFITH G. S., BODDY L. 1988. Fungal communities in attached ash (*Fraxinus excelsior*) twigs. *Transactions of the British Mycological Society* 91: 599-606.
- GRÖNBERG H., KAPARAKIS G., SEN R. 2006. Binucleate *Rhizoctonia* (*Ceratohiza* spp.) as non-mycorrhizal endophytes alter *Pinus sylvestris* L. seedling root architecture and affect growth of rooted cuttings. *Scandinavian Journal of Forest Research* 21: 450-457.
- GROSS A., HOLDENRIEDER O., PAUTASSO M., QUELOZ V., SIEBER T. N. 2014. *Hymenoscyphus pseudoalbidus*, the causal agent of ash dieback. *Molecular Plant Pathology* 15: 109-117.
- GUARRO J., GENÈ J., STCHIGEL A. M., FIGUERAS M. J. 2012. Atlas of soil Ascomycetes. *CBS Biodiversity Series* 10. 485 pp.
- GUERIN D. 1898. Sur la presence d'un champignon dans l'ivraie. *Journal Botany* 12: 230-238.
- GUO L. D., HYDE K. D., LIEW E. C. Y. 2001. Detection and taxonomic placement of endophytic fungi within frond tissues of *Livistona chinensis* based on rDNA sequences. *Molecular Phylogenetics and Evolution* 20: 1-13.
- GUO L. D., HUANG G.-R., WANG Y. 2008. Seasonal and tissue age influences on endophytic fungi of *Pinus tabulaeformis* (Pinaceae) in the Dongling Mountains, Beijing. *Journal of Integrative Plant Biology* 50: 997-1003.
- HAMILTON C. E., FAETH S. H., DOWLING T. E. 2009. Distribution of Hybrid Fungal Symbionts and Environmental Stress. *Microbial Ecology* 58: 408-413.
- HANAUSEK T. F. 1898. Vorläufige mittheilung uber den von a vogl in der frucht von *Lolium temulentum* entdeckten pilz. *Berichte der Deutschen Botanischen Gesellschaft* 16: 203.
- HANKIN L., ANAGNOSTAKIS S. L. 1975. The use of solid media for detection of enzyme production by fungi. *Mycologia* 67: 597-607.
- HANKIN L., ANAGNOSTAKIS S. L. 1977. Solid media containing carboxymethylcellulose to detect C<sub>x</sub> cellulase activity of micro-organisms. *Journal of General Microbiology* 98: 109-115.
- HANKIN L., ZUCKER M., SANDS D. C. 1971. Improved solid medium for the detection and enumeration of pectolytic bacteria. *Applied Microbiology* 22: 205-209.
- HANLIN R. T. 1998. Illustrated genera of Ascomycetes. American Phytopathological Society Press, St. Paul, Minnesota, USA. 258 pp.
- HANSO M., DRENKHAN R. 2007. Retrospective Analysis of *Lophodermium seditiosum* Epidemics in Estonia. *Acta Silvatica & Lignaria Hungarica: Special Edition*: 31-45.
- HARZALLAH D., BENSACI O. A., BOUHARATI S. 2009. Endophytic mycoflora of Atlas cedar (*Cedrus atlantica* Man.) in Belezma massif (Aures, Algeria). *9<sup>ème</sup> Conférence Internationale sur les Maladies des Plantes*, Tours, France. pp 159-167.

- HATA K., ATARI R., SONE K. 2002. Isolation of endophytic fungi from leaves of *Pasania edulis* and their within-leaf distributions. *Mycoscience* 43: 369-373.
- HATA K., TSUDA M., FUTAI K. 1998. Seasonal and needle age-dependent changes of the endophytic mycobiota in *Pinus thunbergii* and *Pinus densiflora* needles. *Canadian Journal of Botany* 76: 245-250.
- HATA K., TSUDA M., FUTAI K. 1998. Seasonal and needle age-dependent changes of the endophytic mycobiota in *Pinus thunbergii* and *Pinus densiflora* needles. *Canadian Journal of Botany* 76: 245-250.
- HAYATGHEIBI H. 2013. Studies on the microflora associated with the seeds of European ash (*Fraxinus excelsior*) and the infection biology of the pathogen *Hymenoscyphus pseudoalbidus* causing ash dieback. Thèse de master. Swedish University of Agriculture Sciences, Uppsala, Suède. 32 pp.
- HELANDER M., AHLHOLM J., SIEBER T. N., HINNERI S., SAIKONNEN K. 2007. Fragmented environment affects birch leaf endophytes. *New Phytologist* 175: 547-553.
- HELANDER M. L., SIEBER T. N., PETRINI O., NEUVONEN S. 1994. Endophytic fungi in Scot's pine needles: spatial variation and consequences of simulated acid rain. *Canadian Journal of Botany* 72:1108-1113.
- HELANDER M. L., NEUVONEN S., SIEBER T. N., PETRINI O. 1993. Simulated acid rain affects birch leaf endophyte populations. *Microbial Ecology* 26: 227-234.
- HELANDER M. L., VESTERLUND S.-R., SAIKKONEN K. 2011. Responses of foliar endophytes to pollution. In A. M. PIRTILLÄ et A. C. FRANK (eds.) *Endophytes of forest trees: biology and applications, Forestry Science* 80. Springer Science + Business Media B.V. pp 175-188.
- HERBERT C., O'CONNELL R., GAULIN E., SALESSES V., ESQUERRE- TUGAYE M. T., DUMAS B. 2004. Production of a cell wall-associated endopolygalacturonase by *Colletotrichum lindemuthianum* and pectin degradation during bean infection. *Fungal Genetics and Biology* 41: 140-147.
- HIBBETT D. S., BINDER M., BISCHOFF J. F., BLACKWELL M., CANNON P., ERIKSSON O. E., HUHDOR S., JAMES T., KIRK P. M., CKING R. L., LUMBSCH H. T., LUTZONI F., MATHENY P. B., MCLAUGHLIN D. J., POWELL M. J., REDHEAD S., SCHOCH C. L., SPATAFORA J. W., STALPERS J. A., VILGALYS R., AIME M. C., APTROOT A., BAUER R., BEGEROW D., BENNY G. L., CASTLEBURY L. A., CROUS P. W., DAI Y.-C., GAMS W., GEISER D. M., GRIFFITH G. W., GUEIDAN C., HAWKSWORTH D. L., HESTMARK G., HOSAKA K., HUMBER R. A., HYDE K. D., IRONSIDE J. E., LJALG U. K., KURTZMAN C. P., LARSSON K.-H., LICHTWARDT R., LONGCORE J., DLIKOWSKA J. M., MILLER A., MONCALVO J.-M., MOZLEY-STANDRIDGE S., OBERWINKLER F., PARMASTO E., REEB V., ROGERS J. D., ROUX C., RYVARDEN L., SAMPAIO J. P., SCHÜBLER A., SUGIYAMA J., THORN R. G., TIBELL L., UNTEREINER W. A., WALKER C., WANG Z., WEIR A., WEISS M., WHITE M. M., WINKA K., YAO Y.-J., ZHANG N. 2007. A higher-level phylogenetic classification of the Fungi. *Mycological Research* 111: 509-547.
- HIETALA A., SEN R., LILJA A. 1994. Anamorphic and teleomorphic characteristics of a uninucleate *Rhizoctonia* sp. isolated from the roots of nursery grown conifer seedlings. *Mycological Research* 98: 1044-1050.
- HILARINO M. P. A., SILVEIRA F. A. O., OKI Y., RODRIGUES L., SANTOS J. C., JUNIOR A. C., FERNANDES G. W., ROSA C. A. 2011. Distribution of the endophytic fungi community in leaves of *Bauhinia brevipes* (Fabaceae). *Acta Botanica Brasilica* 25: 815-821.

- HINSINGER D. D., BASAK J., GAUDEUL M., CRUAUD C., BERTOLINO P., FRASCARIA-LACOSTE N., BOUSQUET J. 2013. The phylogeny and biogeographic history of ashes (*Fraxinus*, Oleaceae) highlight the roles of migration and vicariance in the diversification of temperate trees. *PLoS ONE* 8: e80431.
- HIROSE D., OSONO T. 2006. Development and seasonal variations of *Lophodermium* populations on *Pinus thunbergii* needle litter. *Mycoscience* 47: 242-247.
- HOFF J. A., KLOPFENSTEIN N. B., McDONALD G. I., TONN J. R., KIM M.-S., ZAMBINO P. J., HESSBURG P. F., ROGERS J. D., PEEVER T. L., CARRIS L. M. 2004. Fungal endophytes in woody roots of Douglas-fir (*Pseudotsuga menziesii*) and ponderosa pine (*Pinus ponderosa*). *Forest Pathology* 34: 255-271.
- HORN J. W., VAN EE B. W., MORAWETZ J. J., RIINA R., STEINMANN V. W., BERRY P. E., WURDACK K. J. 2012. Phylogenetics and the evolution of major structural characters in the giant genus *Euphorbia* L. (Euphorbiaceae). *Molecular Phylogenetics and Evolution* 63: 305-326.
- HORST R. K. 2013. Westcott's Plant Disease Handbook. Springer-verlag Berlin, Allemagne. 1317 pp.
- HUANG W.-Y., CAI Y.-Z., XING J., CORKE H., SUN M. 2007. A potential antioxidant resource: endophytic fungi from medicinal plants. *Economic Botany* 61: 14-30.
- HUGHES S. J. 1953. Conidiophores, conidia and classification. *Canadian Journal of Botany*. 31:577-659.
- HYDE K. D., SOYTONG K. 2008. The fungal endophyte dilemma. *Fungal Diversity* 33: 163-173.
- JASINSKI J. P. P., PAYETTE S. 2007. Holocene occurrence of *Lophodermium piceae*, a black spruce needle endophyte and possible paleoindicator of boreal forest health. *Quaternary Research* 67: 50-56.
- JOHNSTON P. R. 1989. Rhytismataceae in New Zealand 2. The genus *Lophodermium* on indigenous plants. *New Zealand Journal of Botany* 27: 243-274.
- JUMPPONEN A. 2001. Dark septate endophytes – are they mycorrhizal? *Mycorrhiza* 11: 207–211.
- JUMPPONEN A., JONES K. L. 2009. Massively parallel 454 sequencing indicates hyperdiverse fungal communities in temperate *Quercus macrocarpa* phyllosphere. *New Phytologist* 184: 438-448.
- KANNAN K. P., MUTHUMARY J. 2012. Comparative analysis of endophytic mycobiota in different tissues of medicinal plants. *African Journal of Microbiology Research* 6: 4219-4225.
- KAUHANEN M., VAINIO E. J., HANTULA J., EYJOLFSDOTTIR G. G., NIEMELÄ P. 2006. Endophytic fungi in Siberian larch (*Larix sibirica*) needles. *Forest Pathology* 36: 434-446.
- KERNAGHAN G., PATRIQUIN G. 2011. Host associations between fungal root endophytes and boreal trees. *Microbial Ecology* 62: 460-473.
- KERP H. HASS H. 2004. e Onder-Devonische Rhynie chert – het oudste en meest compleet bewaard gebleven terrestrische ecosysteem. *Grondboor en Hamer* 58: 33-50.
- KIRISITS T. 2008. Eschenpathogen *Chalara fraxinea* nun auch in Kärnten nachgewiesen. *Forstschutz Aktuell* 45: 28-30.
- KIRK P. M., CANNON P. F., MINTER D. W., STALPERS J. A. 2008. Ainsworth and Bisby's dictionary of the fungi, 5<sup>ème</sup> édition. CABI Publishing, Wallingford, UK. 771 pp.

- KOBAYASHI D. Y., PALUMBO J. D. 2000. Bacterial endophytes and their effects on plants and uses in agriculture. In C. W. BACON et J. F. WHITE (eds.) *Microbial endophytes*. Dekker, New York. pp 199-236.
- KORKAMA-RAJALA T., MÜLLER M. M., PENNANEN T. 2008. Decomposition and fungi of needle litter from slow- and fast-growing Norway spruce (*Picea abies*) clones. *Microbial Ecology* 56: 76-89.
- KOUKOL O., PUSZ W., MINTER D. 2015. A new species of *Lophodermium* on needles of mountain pine (*Pinus mugo*) from the Giant Mountains in Poland. *Mycological Progress* 14: 23.
- KOUKOL O., BALDRIAN P. 2012. Intergeneric variability in enzyme production of microfungi from pine litter. *Soil Biology and Biochemistry* 49: 1-3.
- KOUR A., SHAWL A. S., REHMAN S., SULTAN P., QAZI P. H., SUDEN P., KHAJURIA R. K., VERMA V. 2008. Isolation and identification of an endophytic strain of *Fusarium oxysporum* producing podophyllotoxin from *Juniperus recurva*. *World Journal of Microbiology and Biotechnology* 24: 1115-1121.
- KOWALSKI T., GAJOSEK M. 1998. Endophytic mycobiota in stems and branches of *Betula pendula* to a different degree affected by air pollution. *Österreich Zeitschrifte für Pilzkunde* 7: 13-24.
- KOWALSKI T. 1988. *Cyclaneusma (Naemacyclus) minus* an *Pinus sylvestris* in Polen. *European Journal of Forest Pathology* 18: 176-183.
- KOWALSKI T. 1991. Oak decline: I. Fungi associated with various disease symptoms on overground portions of middle-aged and old oak (*Quercus robur* L.). *European Journal of Forest Pathology* 21: 136-151.
- KRABEL D., MORGENSTERN K., HERZOG S. 2013. Endophytes in changing environments – do we need new concepts in forest management? *iForest – Biogeosciences and Forestry* 6: 109-112.
- KRINGS M., TAYLOR T. N., HASS H., KERP H., DOTZLER N., HERMSEN E. J. 2007. Fungal endophytes in a 400-million-yr-old land plant: Infection pathways, spatial distribution, and host responses. *New Phytologist* 174: 648-657.
- KRINGS M., TAYLOR T. N., DOTZLER N. 2012. Fungal endophytes as a driving force in land plant evolution: evidence from the fossil record. In D. SOUTHWORTH (ed.) *Biocomplexity of plant-fungal interactions*. John Wiley and Sons, Inc. pp 5-27.
- KUSARI S., LAMSHÖFT M., SPITELLER M. 2009. *Aspergillus fumigatus* Fresenius, an endophytic fungus from *Juniperus communis* L. Horstmann as a novel source of the anticancer pro-drug deoxypodophyllotoxin. *Journal of Applied Microbiology* 107: 1019-1030.
- LADJAL S., HARZALLAH D., DAHAMNA S., BOUAMRA D., BOUHARATI S., KHENNOUF S. 2013. Endophytic fungi isolated from *Pinus halepensis* needles in M'sila (Algeria) region and their bioactivities. *Communications in Agricultural and Applied Biological Sciences* 78: 625-631.
- LANGE B. M., TROST M., HELLER W., LANGEBARTELS C., SANDERMANN H. J. 1994. Elicitor-induced formation of free and cell-wall-bound stilbenes in cell-suspension cultures of Scots pine (*Pinus sylvestris* L.). *Planta* 194: 143-148.
- LANIER L., LEROY P., TOMASSONE R. 1965. Contribution à l'étude du « rouge cryptogamique » des pins dû à *Lophodermium pinastri* (Schard.) Chev. *Revue Forestière Française* 17 : 354-364.

- LANIER L. 1970. Le rouge cryptogamique des pins : biologie – moyens de lutte. *Revue Forestière Française* 22: 515-531.
- LAU M. K., ARNOLD A. E., JOHNSON N. C. 2013. Factors influencing communities of foliar fungal endophytes in riparian woody plants. *Fungal Ecology* 6: 365-378.
- LAZAREV V. 1981. Bioecological characteristics of *Lophodermium* species on *Pinus sylvestris* in the nurseries of Bosnia. *Current Research on Conifer Needle Diseases, Proceedings of a conference of the International Union of Forest Research Organisations Working Party on Needle Diseases Sarajevo, Bosnie-Herzegovine, 15-19 Septembre 1980*. pp 59-66.
- LAZAREV V., KARADŽIĆ D., MARKOVIĆ M., PAP P., POLJAKOVIĆ-PAJNIK L. 2007. The most frequent *Lophodermium* spp. on Scots pine and Austrian pine and their role in the appearance of other fungi on the needles. *Acta Silvatica & Lignaria Hungarica: Special Edition*: 53-59.
- LEE S. B., TAYLOR T. W. 1990. Isolation of DNA From fungal Mycelia and single spores. In M. ENNIS, D. GEFLAND, J. SNINSKY et T. White (eds.) *PCR Protocols: a guide to methods and applications*. Academic Press, San Diego, USA. pp 282-287.
- LEGAULT D., DESSUREAULT M., LAFLAMME G. 1989. Mycoflore des aiguilles de *Pinus banksiana* et *Pinus resinosa*. I. Champignons endophytes. *Canadian Journal of Botany* 67: 2052-2060.
- LIN Y., ZHI L., SHIWEN L., SHANGMING Y. 1995. Thirteen species of Rhytismatales on conifers from the Northern part of the country. *Acta Mycologica sinica* 14: 179-183.
- LINALDEDDU B. T., SIRCA C., SPANO D., FRANCESCHINI A. 2011. Variation of endophytic cork oak-associated fungal communities in relation to plant health and water stress. *Forest Pathology* 41: 193-201.
- LINALDEDDU B. T., SIRCA C., SPANO D., FRANCESCHINI A. 2009. Physiological responses of cork oak and holm oak to infection by fungal pathogens involved in oak decline. *Forest Pathology* 39: 232-238.
- LIU C, LIU T, YUAN F, GU Y. 2010. Isolating endophytic fungi from evergreen plants and determining their antifungal activities. *African Journal of Microbiology Research* 4: 2243-2248.
- LOPEZ-LLORCA L. V., CARBONELL T., Gomez-vidal S. 2002. Degradation of insect cuticle by *Paecilomyces farinosus* proteases. *Mycological Progress* 1: 249-256.
- LUMARET R., MIR C., MICHAUD H., RAYNAL V. 2002. Phylogeographical variation of chloroplast DNA in holm oak (*Quercus ilex* L.). *Molecular Ecology* 11: 2327-2336.
- MACIÁ-VICENTE J. G., JANSSON H.-B., ABDULLAH S. K., DESCALS E., SALINAS J., LOPEZ-LLORCA L. V. 2008. Fungal root endophytes from natural vegetation in Mediterranean environments with special reference to *Fusarium* spp. *FEMS Microbiology Ecology* 64: 90-105.
- MAGAN N., SMITH M. K. 1996. Isolation of the endophytes *Lophodermium piceae* and *Rhizosphaera kalkhoffii* from Sitka spruce needles in poor and good growth sites and in vitro effects of environmental factors. *Phyton* 36: 106-110.
- MAIRE R. 1961. Flore de l'Afrique du Nord. Volume 7. Dicotyledonae: Clé générale - Archichlamydeae. Paul Lechevalier, Paris. 329 p.
- MAIRE R. 1952. Flore de l'Afrique du Nord. Volume 1. Pteridophyta – Gymnospermae – Monocotyledonae : Pandanales, Fluviales, Glumiflorae. Paul Lechevalier, Paris. 366 p.



- MAIRE R. 1939. Contribution à l'étude de la flore de l'Afrique du Nord, Fascicule 28. *Bulletin de la Société d'Histoire Naturelle de l'Afrique du Nord* 30: 327-412.
- MAIRE R. 1917. Champignons Nord-Africains nouveaux ou peu connus. *Bulletin de la Société d'Histoire Naturelle de l'Afrique du Nord*. 8: 134-200.
- MALINOWSKI D. P., BELESKY D. P. 2000. Adaptations of endophyte-infected cool-season grasses to environmental stresses: mechanisms of drought and mineral stress tolerance. *Crop Science* 40: 923-940.
- MANDELS M., HONTZ L., NYSTROM J. 1974. Enzymatic hydrolysis of waste cellulose. *Biotechnology and Bioengineering* 16: 1471-1493.
- MANSOURI A. 2011. Les champignons endophytes chez le blé dur (*Triticum durum* Desf.): occurrence et rôle dans la tolérance au stress hydrique. Mémoire de Magister, Université Hadj Lakhdar, Batna. 127 pp.
- MAO K., HAO G., LIU J., ADAMS R. P., MILNE R. I. 2010. Diversification and biogeography of *Juniperus* (Cupressaceae): variable diversification rates and multiple intercontinental dispersals. *New Phytologist* 188: 254-272.
- MARTÍN J. A., WITZELL J., BLUMENSTEIN K., GIL L. 2012. Antagonistic effect and reduction of *Ulmus minor* symptoms to *Ophiostoma novo-ulmi* by elm endophytes. *Journal of Agricultural Extension and Rural Development* 4: 239-240.
- MARTÍNEZ-ÁLVAREZ P., ALVES-SANTOS F. N., DIEZ J. J. 2012. *In Vitro* and *In Vivo* Interactions between *Trichoderma viride* and *Fusarium circinatum*. *Silva Fennica* 46: 303-316.
- MAUCHLINE N., HALLETT I., HILL G., CASONATO S. 2011. Process of infection of armoured scale insects (Diaspididae) by an entomopathogenic *Cosmospora* sp. *Journal of Invertebrate Pathology* 108: 46-51.
- MÉDAIL F., QUÉZEL P. 1999. Biodiversity hotspots in the Mediterranean basin: setting global conservation priorities. *Conservation Biology* 13: 1510-1513.
- MÉDAIL F., QUÉZEL P. 1997. Hot-spot analysis for conservation of plant biodiversity in the Mediterranean Basin. *Annals of the Missouri Botanical Garden* 84: 112-127.
- MERLIN E. 1922. On the mycorrhizas of *Pinus sylvestris* L. and *Picea abies* Karst. A preliminary note. *Journal of Ecology* 9: 254-257.
- MILLAR C. S., WATSON A. R. 1971. Two biotypes of *Lophodermium pinastri* in Scotland. *European Journal of Forest Pathology* 1: 87-93.
- MILLAR C. S. 1974. Decomposition of coniferous leaf litter. In C. H. DICKINSON et G. J. F. PUGH (eds.) *Biology of Plant Litter Decomposition, Vol. 1*. Academic Press. pp 105-128.
- MILLER J. D. 1986. Toxins of endophytic and epiphytic fungi of conifer needles. In N. J. FOKKEMA et J. VAN HUEVEL (eds.) *Microbiology of the phyllosphere*. Cambridge University Press, London. pp 223-231.
- MINTER D. W. 1981. *Lophodermium* species on pines. In C. S. MILLAR (ed.). *Current Research on Conifer Needle Diseases, Proceedings of a conference of the International Union of Forest Research Organisations Working Party on Needle Diseases Sarajevo, Bosnie-Herzegovine, 15-19 Septembre 1980*. pp 49-58.

- MINTER D. W. 1980. *Leptostroma* on pine needles. *Canadian Journal of Botany* 58: 906-917.
- MINTER D. W., SHARMA M. P. 1982. Three species of *Lophodermium* from the Himalayas. *Mycologia* 74: 702-711.
- MINTER D. W., STALEY J. M., MILLAR C. S. 1978. Four species of *Lophodermium* on *Pinus sylvestris*. *Transactions of the British Mycological Society* 71: 295-301.
- MINTER D. W., CANNON P. F. 1984. Ascospore discharge in some members of the Rhytismataceae. *Transactions of the British Mycological Society* 83: 65-92.
- MINTER D. W. MILLAR C. S. 1978. *Lophodermium canberriamum*, a hitherto invalidly published name. *Transactions of the British Mycological Society* 71: 335-337.
- MISHRA Y., SINGH A., BATRA A., SHARMA M. M. 2014. Understanding the biodiversity and biological applications of endophytic fungi: a review. *Journal of Microbial and Biochemical Technology* S8: 004.
- MORELET M. 1989. L'anthracnose des chênes et du hêtre en France. *Revue Forestière Française* 41: 488-496.
- MORGAN-JONES J. F., HULTON R. L. 1979. Ascocarp development in *Lophodermium pinastri*. *Mycologia* 71: 1043-1052.
- MORICCA S., RAGAZZI A. 2011. The holomorph *Apiognomonina quercina*/*Discula quercina* as a pathogen/endophyte in oak. In A. M. PIRTILLÄ et A. C. FRANK (eds.) *Endophytes of forest trees: biology and applications, Forestry Science* 80. Springer Science + Business Media B.V. pp 47-66.
- MORICCA S., RAGAZZI A. 2008. Fungal endophytes in Mediterranean oak forests: a lesson from *Discula quercina*. *Phytopathology* 98: 380-386.
- MORICCA S. Ginetti B., Ragazzi A. 2012. Species- and organ-specificity in endophytes colonizing healthy and declining Mediterranean oaks. *Phytopathologia Mediterranea* 51: 587-598.
- MORICCA S., RAGAZZI A. 2011. The Holomorph *Apiognomonina quercina*/*Discula quercina* as a Pathogen/Endophyte in Oak. In A. M. PIRTILLÄ et A. C. FRANK (eds.) *Endophytes of forest trees: biology and applications, Forestry Science* 80. Springer Science + Business Media B.V. pp 47-66.
- MOSCOSO I. L., ROSATO Y. B. 1987. Extracellular enzyme production by haploids, heterocaryons and diploids of *Aspergillus nidulans*. *Applied Microbiology and Biotechnology* 26: 365-368.
- MOSTERT L., CROUS P. W., PETRINI O. 2000. Endophytic fungi associated with shoots and leaves of *Vitis vinifera*, with specific reference to the *Phomopsis viticola* complex. *Sydowia* 52: 46-58.
- MUCCIARELLI M., SCANNERINI S., BERTEA C., MAFFEI M. 2003. *In vitro* and *in vivo* peppermint (*Mentha piperita*) growth promotion by nonmycorrhizal fungal colonization. *New Phytologist* 158: 579-591.
- MULLIS K., FALOONA F., SCHARF S., SIAKI R., HORN G., ERLICH H. 1986. Specific enzymatic amplification of DNA *in vitro*: The polymerase chain reaction. *Cold Spring Harbor Symposia on Quantitative Biology* 51: 263-273.
- MYERS N., MITTERMEIER R. A., MITTERMEIER C. G., DA FONSECA G. A. B., KENT J. 2000. Biodiversity hotspots for conservation priorities. *Nature* 403: 853-858.

- NAIR D. N., PADMAVATHY S. 2014. Impact of endophytic microorganisms on plants, environment and humans. *The Scientific World Journal* Volume (2014): 1-11.
- O'DONNELL K., KISTLER H. C., TACKE B. K., CASPER H. H. 2000. Gene genealogies reveal global phylogeographic structure and reproductive isolation among lineages of *Fusarium graminearum*, the fungus causing wheat scab. *Proceedings of National Academy of Sciences of the USA* 97: 7905-7910.
- O'DONNELL K. 1993. *Fusarium* and its near relatives. In D. R. REYNOLDS et J. W. TAYLOR (eds.) *The fungal holomorph: mitotic, meiotic and pleomorphic speciation in fungal systematics*. CAB International, Wallingford, UK. pp. 225-233.
- O'DONNELL K. 1996. Progress towards a phylogenetic classification of *Fusarium*. *Sydowia* 48: 57-70.
- ORTIZ-GARCÍA S., GERNANDT D. S., STONE J. K., JOHNSTON P. R., CHAPELA I. H., SALAS-LIZANA R., ALVAREZ-BUYLLA E. R. 2003. Phylogenetics of *Lophodermium* from pine. *Mycologia* 95: 846-859.
- OSONO T. 2006. Role of phyllosphere fungi of forest trees in the development of decomposer fungal communities and decomposition processes of leaf litter. *Canadian Journal of Microbiology* 52: 701-716.
- OSONO T., MORI A. 2003. Colonization of Japanese beech leaves by phyllosphere fungi. *Mycoscience* 44: 437-441.
- OSONO T. 2006. Role phyllosphere fungi of forest trees in the development of decomposer fungal communities and decomposition processes of leaf litter. *Canadian Journal of Microbiology* 52: 701-716.
- OSONO T., HIROSE D. 2011. Colonization and lignin decomposition of pine needle litter by *Lophodermium pinastri*. *Forest Pathology* 41: 156-162.
- OSORIO M., STEPHAN B. R. 1991. Variation und verhalten des fichtennadelpilzes *Lophodermium piceae* in kultur. *Zeitschrift für Mykologie* 57: 215-228.
- PANDA S. S., SAHOO K., DAS R., DHAL N. K. 2012. Pectinolytic and cellulolytic activity of soil fungal isolates from Similipal bioserve forest. *World Environment* 2: 1-3.
- PARISH C. A., HARRIS G., SMITH S., CALATI K., ZINK D., WILSON K., ALLOCCO J., NIELSEN-KAHN J., POWELS M., YEUNG L., LIBERATOR P., YOUNGMAN P., BILLS G., PLATAS G., PELAEZ F., DIEZ M. T., KAUFFMAN S., BECKER J., ROEMER T. 2008. *Candida albicans* chemical genetic profiling of natural products identifies a novel PAP inhibitor with in vivo antifungal efficacy. *Chemical Biology* 15: 363-374.
- PATTERSON A., MORGIL H., KÜCÜKER O., ÖZ G. C. 2015. Molecular Phylogeny of Some *Euphorbia* Species (Euphorbiaceae) Implied from nrDNA and cpDNA Markers from Turkey. *Proceedings of the World Congress on New Technologies (NewTech 2015)*, 15-17 juillet, Barcelona, Espagne. pp 1-2.
- PAUTASSO M., AAS G., QUELOZ V., HOLDENRIEDER O. 2013. European ash (*Fraxinus excelsior*) dieback – A conservation biology challenge. *Biological Conservation* 158: 37-49.
- PEÑUELAS J., RICO L., OGAYA R., JUMP A. S., TERRADAS J. 2012. Summer season and long-term drought increase the richness of bacteria and fungi in the foliar phyllosphere of *Quercus ilex* in a mixed Mediterranean forest. *Plant Biology*. 14: 565-575.
- PETRINI O. 1991. Fungal endophytes of tree leaves. In J. H. ANDREWS et S. S. HIRANO (eds.) *Microbial ecology of leaves*. Springer-Verlag, Allemagne. pp 179-197.

- PETRINI O., CARROLL G. 1981. Endophytic fungi in foliage of some Cupressaceae in Oregon. *Canadian Journal of Botany* 59: 629-636.
- PETRINI O., FISHER P. J. 1990. Occurrence of fungal endophytes in twigs of *Salix fragilis* and *Quercus robur*. *Mycological Research* 94: 1077-1080.
- PETRINI O., MULLER E. 1979. Pilzliche Endophyten am Beispiel von *Juniperus communis* L. *Sydowia* 32: 224-251.
- PETRINI O., SIEBER T. N., TOTI L., VIRET O. 1992. Ecology, metabolite production, and substrate utilization in endophytic fungi. *Natural Toxins* 1: 185-196.
- PHOTITA W., LUMYONG S., LUMYONG P., MCKENZIE E. H. C., HYDE K. D. 2004. Are some endophytes of *Musa acuminata* latent pathogens? *Fungal Diversity* 16: 131-140.
- PORRAS-ALFARO A., BAYMAN P. 2011. Hidden fungi, emergent properties: endophytes and microbiomes. *Annual Review of Phytopathology* 49: 291-315.
- POTTIER-ALAPETITE G. 1981. Flore de la Tunisie ; Angiospermes – Dicotylédones, 2 : Gamopétales. Programme flore et végétation tunisiennes. Publications scientifiques tunisiennes. 539 p.
- PRZYBYŁ K., KAROLEWSKI P., OLEKSYN J., ŁABĘDZKI A., REICH P. B. 2007. Fungal diversity of Norway spruce litter: effects of site conditions and premature leaf fall caused by bark beetle outbreak. *Microbial Ecology* 56: 332-340.
- PURAHONG W., HYDE K. D. 2011. Effects of fungal endophytes on grass and non-grass litter decomposition rates. *Fungal Diversity* 47: 1-7.
- QADRI M., JOHRI S., SHAH B. A., KHAJURIA A., SIDIQ T., LATTOO S. K., ABDIN M. Z., RIYAZ-UL-HASSAN S. 2013. Identification and bioactive potential of endophytic fungi isolated from selected plants of the Western Himalayas. *SpringerPlus* 2: 8.
- QIAO C.-Y., RAN J.H., LI Y., WANG X.-Q. 2007. Phylogeny and Biogeography of *Cedrus* (Pinaceae) Inferred from Sequences of Seven Paternal Chloroplast and Maternal Mitochondrial DNA Regions. *Annals of Botany* 100: 573-580.
- QUEZEL P., SANTA S. 1963. Nouvelle flore de l'Algérie et des régions désertiques méridionales, Editions du CNRS, Paris, France. 1665 p.
- RAGAZZI A., MORICCA S., CAPRETTI P., DELLAVALLE I. 1999. Endophytic presence of *Discula quercina* on declining *Quercus cerris*. *Journal of Phytopathology* 147: 437-440.
- RAGAZZI A., MORICCA S., CAPRETTI P., DELLAVALLE I., MANCINI F., TURCO E. 2001. Endophytic fungi in *Quercus cerris*: Isolation frequency in relation to phenological phase, tree health and the organ affected. *Phytopathologia Mediterranea*. 40:165-171.
- RAGAZZI A., MORICCA S., CAPRETTI P., DELLAVALLE I., TURGO E. 2003. Differences in composition of endophytic mycobiota in twigs and leaves of healthy and declining *Quercus* species in Italy. *Forest Pathology* 33: 31-38.
- RAGAZZI A., TURCO E., MARIANELLI L., DELLAVALLE I., MORICCA S. 2007. Disease gradient of the anthracnose agent *Apiognomonina quercina* in a natural oak stand. *Phytopathologia Mediterranea* 46: 295-303.
- RAYNER M. C. 1915. Obligate symbiosis in *Calluna vulgaris*. *Annals of Botany* 29: 97-133.

- REDMAN R. S., SHEEHAN K. B., STOUT R. G., RODRIGUEZ R. J., HENSON J. M. 2002. Thermotolerance generated by plant / fungal symbiosis. *Science* 298: 1581.
- REHFUESS K. E., RODENKIRCHEN H. 1985. Über die nadelröte-erkrankung de fichte (*Picea abies* Karst.) in Süddeutschland. *Forstwissenschaftliches Centralblatt* 103: 248-262.
- REIHER A. 2011. Leaf-inhabiting endophytic fungi in the canopy of the Leipzig floodplain forest. Thèse de doctorat (*rerum naturalium*). Université de Leipzig, Allemagne. 127 pp.
- RENEAU-MORATA B., NEBAUER S. G., SALES E., ALLAINGUILLAUME J., CALIGARI P., SEGURA J. 2005. Genetic diversity and structure of natural and managed populations of *Cedrus atlantica* (Pinaceae) assessed using random amplified polymorphic DNA *American Journal of Botany* 92: 875-884.
- RIEDEL W. E., KIECKHEFER R. E., PETROSKI R. J., POWELL R. G. 1991. Naturally occurring and synthetic loline alkaloid derivatives: insect feeding behavior modification and toxicity. *Journal of Entomological Science* 26: 122-129.
- RODRIGUEZ R. J., WHITE J. F., ARNOLD A. E., REDMAN R. S. 2009. Fungal endophytes: diversity and functional roles. *New Phytologist* 182: 314-330.
- RODRIGUEZ R. J., REDMAN R. S., HENSON J. M. 2004. The role of fungal symbiosis in the adaptation of plants to high stress environments. *Mitigation and Adaptation Strategies for Global Change* 9: 261-272.
- ROLLINGER J. L., LANGENHEIM J. H. 1993. Geographic survey of fungal endophyte community composition in leaves of coastal redwood. *Mycologia* 85: 149-156.
- ROMERO A., CARRIÓN G., RICO-GRAY V. 2001. Fungal latent pathogens and endophytes from leaves of *Parthenium hysterophorus* (Asteraceae). *Fungal Diversity* 7: 81-87.
- RUDGERS J. A., KOSLOW J. M., CLAY K. 2004. Endophytic fungi alter relationships between diversity and ecosystem properties. *Ecology Letters* 7: 42-51.
- RUDGERS J. A., MATTINGLY W. B., KOSLOW J. M. 2005. Mutualistic fungus promotes plant invasion into diverse communities. *Oecologia* 144: 463-471.
- SACCARDO P. A. 1884. *Sylogue Fungorum*, Volume III. pp 675.
- SADAKA N., PONGE J.-F. 2003. Fungal colonization of phyllosphere and litter of *Quercus rotundifolia* Lam. in a holm oak forest (High Atlas, Morocco). *Biology and Fertility of Soils* 39: 30-36.
- SADRATI N., HARZALLAH D., ZERROUG A., DAHAMNA S., BOUHARATI S. 2013. Screening of antimicrobial and antioxidant secondary metabolites from endophytic fungi isolated from wheat (*Triticum durum*). *Journal of Plant Protection Research* 53: 128-136.
- SAENZ DE RIVAS C. 1967. Estudios sobre *Quercus ilex* L. y *Quercus rotundifolia* Lamk. *Anales del Instituto Botanico A. J. Cavanilles* 25: 242-262.
- SAHASHI N., KUBONO T., MIYASAWA Y., ITO S. 1999. Temporal variations in isolation frequency of endophytic fungi of Japanese beech. *Canadian Journal of Botany* 77: 197-202.
- SAIKKONEN K., FAETH S. H., HELANDER M., SULLIVAN T. J. 1998. Fungal endophytes: a continuum of interactions with host plants. *Annual Review of Ecology and Systematics* 29: 319-343.

- SAIKKONEN K., WÄLI P., HELANDER M., FAETH S. H. 2004. Evolution of endophyte-plant symbiosis. *Trends in Plant Science* 19: 275-280.
- SAIKONNEN K. 2007. Forest structure and fungal endophytes. *Fungal Biology Reviews* 21: 67-74.
- SAKUYAMA T. 1997. Studies on Pine Needle Cast and Its Pathogens, Especially on a Virulent One, *Lophodermium iwatense* Sakuyama, in Japan. *Journal of Forest Research* 2: 67-68.
- SAKUYAMA T. 1993. Physiological Characteristics of Two Pine Needle Cast Fungi, *Lophodermium iwatense* and *Lophodermium pinastri*. *Journal of the Japanese Forest Society* 75: 273-277.
- SAVOIE J.-M., GOURBIÈRE F. 1989. Decomposition of cellulose by the species of the fungal succession degrading *Abies alba* needles. *FEMS Microbiology Ecology* 62: 307-314.
- SCALTSOYIANNES A. 1999. Allozyme Differentiation and Phylogeny of Cedar Species. *Silvae Genetica* 48: 61-68.
- SCATTOLIN L., MONTECCHIO L. 2009. *Lophodermium piceae* and *Rhizosphaera kalkhoffii* in Norway spruce: correlations with host age and climatic features. *Phytopathologia Mediterranea*. 48: 226-239.
- SCHAIBLE G. A., STROBEL G. A., MENDES M. T., GEARY B., SEARS J. 2015. Characterization of an Endophytic *Gloeosporium* sp. and Its Novel Bioactivity with “Synergistans”. *Microbial Ecology* 70: 41-50.
- SCHOLTYSIK A., UNTERSEHER M., OTTO P., WIRTH C. 2012. Spatio-temporal dynamics of endophyte diversity in the canopy of European ash (*Fraxinus excelsior*). *Mycological Progress* 12: 291-304.
- SCHOLZ F., STEPHAN B. R. 1974. Physiological studies of the variation in resistance of *Pinus sylvestris* to *Lophodermium pinastri*. I. Buffer capacity of needles. *European Journal of Forest Pathology* 4: 118-126.
- SCHOLZ F., STEPHAN B. R. 1974. On pH regulation as a factor affecting the resistance of *Pinus* spp. to *Lophodermium pinastri*. *Angewandte Botanik* 49: 55-63.
- SCHULZ B., BOYLE C. 2005. The endophytic continuum. *Mycological Research* 109: 661-687.
- SCHULZ B., RÖMMERT A.-K., DAMMANN U., AUST H.-J., STRACK D. 1999. The endophyte-host interaction: a balanced antagonism? *Mycological Research* 103: 1275-1283.
- SCHULZ B., BOYLE C. 2006. What are endophytes? In B. SCHULZ, C. BOYLE, T. N. SIEBER (eds.) *Soil Biology, Volume 9: Microbial root endophytes*. Springer-Verlag. pp 1-13.
- SCHULZ B., WANKE U., DRAEGER S., AUST H.-J. 1993. Endophytes from herbaceous plants and shrubs: effectiveness of surface sterilization methods. *Mycological Research* 97: 1447-1450.
- SCHULZ E.-D., BECK E., MÜLLER-HOHENSTEIN K. 2005. *Plant ecology*. Springer, Berlin Heidelberg. 702 pp.
- SCHÜTT P. 1985. Das Waldsterben - eine Pilzkrankheit? *Forstwissenschaftliches Centralblatt* 104: 169-177.
- SEIFERT K., MORGAN-JONES G., GAMS W., KENDRICK B. 2011. The genera of Hyphomycetes. *CBS Biodiversity Series* 9. 997 pp.

- SELIM K. A., EL-BEIH A. A., ABDEL-RAHMAN T. M., EL-DIWANY A. I. 2011. Biodiversity and antimicrobial activity of endophytes associated with Egyptian medicinal plants. *Mycosphere* 2: 669-678.
- SIEBER T. N. 2007. Endophytic fungi in forest trees: are they mutualists? *Fungal Biology Reviews* 21: 75-89.
- SIEBER T. N., RYS J., HOLDENRIEDER O. 1999. Mycobiota in symptomless needles of *Pinus mugo* ssp. *uncinata*. *Mycological Research* 103: 306-310.
- SIEBER T., HUGENTOBLER C. 1987. Endophytische Pilze in Blättern und Ästen gesunder und geschädigter Buchen (*Fagus sylvatica* L.). *European Journal of Forest Pathology* 17: 411-425.
- SIEBER-CANAVESI F., PETRINI O., SIEBER T. N. 1991. Endophytic *Loptostroma* species on *Picea abies*, *Abies alba*, and *Abies balsamea*: a cultural, biochemical, and numerical study. *Mycologia* 83: 89-96.
- SIMMONS E. G. 2004. More dematiaceous Hyphomycetes. *Studies in Mycology* 50: 109-118.
- SINCLAIR J. B., CERKAUSKAS R. F. 1996. Latent infection vs. endophytic colonization by fungi. In S. C. REDLIN, L. M. CARRIS (eds.) *Endophytic fungi in grasses and woody plants*. APS Press, St Paul Minnesota. pp 3-30.
- SMIRNOFF W. A. 1970. Fungus diseases affecting *Adelges piceae* in the fir forest of the Gaspé peninsula, Quebec. *The Canadian Entomologist* 102: 798-805.
- SMITH D. R., BRONSON J. J., STANOSZ G. R. 2003. Host-related variation among isolates of the *Sirococcus* shoot blight pathogen from conifers. *Forest Pathology* 32: 1-16.
- SMITH D., ONIONS A. H. S. 1994. The preservation and maintenance of living fungi, 2nd edition. *IMI Technical Handbooks No. 2*. CABI Publishing, Wallingford. 122 pp.
- SOARES M. M. C. N., DA SILVA R., GOMES E. 1999. Screening of bacterial strains for pectinolytic activity: characterization of the polygalacturonase produced by *Bacillus* sp. *Revista de Microbiologia* 30: 299-303.
- SOKOLSKI S., BÉRUBÉ J. A. 2004. *Lophodermium macci* sp. nov., a new species on senesced foliage of five-needle pines. *Mycologia* 96: 1261-1267.
- SOLTANI J., HOSSEYNI MOGHADDAM M. S. 2015. Fungal Endophyte Diversity and Bioactivity in the Mediterranean Cypress *Cupressus sempervirens*. *Current Microbiology* 70: 580-586.
- SPAULDING P. 1961. Foreign diseases of forest trees of the world: an annotated list. USA: USDA Agriculture Handbook No. 197.
- STEFANI F. O. P., BÉRUBÉ J. A. 2006. Biodiversity of foliar fungal endophytes in white spruce (*Picea glauca*) from southern Québec. *Canadian Journal of Botany* 84: 777-790.
- STEPHAN B. R. 1973a. Studies in the variability of *Lophodermium pinastri*. I. Variant forms in culture. *European Journal of Forest Pathology* 3: 6-12.
- STEPHAN B. R. 1973b. Studies in the variability of *Lophodermium pinastri*. II. Differences in physiological behaviour. *European Journal of Forest Pathology* 3: 112-120.

- STEPHAN B. R. 1969. Karyologische untersuchungen an keimenden ascosporen und hyphenzellen von *Lophodermium pinastri* (Schrad.) Chev. *Archiv für Mikrobiologie* 67: 318-327.
- STIERELE A., STROBEL G., SIERLE D. 1993. Taxol and taxan production by *Taxomyces andreanae*, an endophytic fungus of pacific yew. *Science* 260: 214-216.
- STONE J. K., BACON C. W., WHITE J. F. 2000. An overview of endophytic microbes: endophytism defined. In C. W. BACON et J. F. WHITE (eds.) *Microbial endophytes*. Dekker, New York. pp 3-30.
- STONE J. K., POLISHOOK J. D. et WHITE J. F. 2004. Endophytic fungi. In G. M. MUELLER, G. F. BILLS, M. S. FOSTER (eds.) *Biodiversity of Fungi: inventory and monitoring methods*. Academic Press. pp 241-269.
- STONE J. K. 1987. Initiation and development of latent infections by *Rhabdocline parkeri* on Douglas-fir. *Canadian Journal of Botany* 65: 2614-2621.
- STROBEL G., YANG X., SEARS J., KRAMER R., SIDHU R. S., HESS W. M. 1995. Taxol from *Pestalotiopsis microspora*, an endophytic fungus of *Taxus wallachiana*. *Microbiology* 142: 435-440.
- SUBHIN L., JUAN H., RENCHAO Z., SHIRU X., YUANXIAO J. 2014. Fungal endophytes of *Alpinia officinarum* rhizomes: insights on diversity and variation across growth years, growth sites, and the inner active chemical concentration. *PLoS ONE* 9: e115289.
- SURYANARAYANAN T. S., MURALI T. S., THIRUNAVUKKARASU N., RAJULU M. B. G., VENKATESAN G., SUKUMAR R. 2011. Endophytic fungal communities in woody perennials of three tropical forest types of the Western Ghats, southern India. *Biodiversity and Conservation* 20: 913-928.
- SUSKE J. ACKER G. 1989. Endophytic needle fungi: culture, ultrastructural and immunocytochemical studies. In E.-D. SCHULZE, O. L. LANG et OREN R. (eds.) *Ecological Studies* Vol. 77. Springer-Verlag Berlin Heidelberg. pp 121-136.
- SUSKE J., ACKER G. 1987. Internal hyphae in young, symptomless needles of *Picea abies*: electron microscopic and cultural investigation. *Canadian Journal of Botany* 65: 2098-2103.
- SUSKE J., ACKER G. 1990. Host-endophyte interaction between *Lophodermium piceae* and *Picea abies*: cultural, ultrastructural and immunocytochemical studies. *Sydowia* 42: 211-217.
- TAYLOR T. N., KLAVINS S. D., KRINGS M., TAYLOR E. L., KERP H., HASS H. 2003. Fungi from the Rhynie chert: a view from the dark side. *Transactions of the Royal Society of Edinburgh: Earth Sciences* 94: 457-473.
- TAYLOR T. N., KRINGS M. 2005. Fossil microorganisms and land plants: associations and interactions. *Symbiosis* 40: 119-135.
- TAYLOR T. N., KRINGS M., KERP H. 2006. *Hassiella monospora* gen. et sp. nov., a microfungus from the 400 million year old Rhynie chert. *Mycological Research* 110: 628-632.
- TAYLOR T. N., KRINGS M., TAYLOR E. L. 2015. *Fossil fungi*. Academic Press, San Diego, Ca, USA. 382 pp.
- TAYLOR T. N., KRINGS M., GALTIER J., DOTZLER N. 2012. Fungal endophytes in *Astromyelon*-type (Sphenophyta, Equisetales, Calamitaceae) roots from the Upper Pennsylvanian of France. *Review of Palaeobotany and Palynology* 171: 9-18.



TEATHER R. M., WOOD P. J. 1982. Use of Congo red-polysaccharide Interactions in enumeration and characterization of cellulolytic bacteria from the bovine rumen. *Applied and Environmental Microbiology* 43: 777-780.

TEDERSOO L., BAHRAM M., PÖLME S., KÖLJALG U., YOROU N. S., WIJESUNDERA R., RUIZ L. V., VASCO-PALACIOS A. M., THU P. Q., SUJIA A., SMITH M. E., SHARP C., SALUVEER E., SAIITA A., ROSAS M., RIIT T., RATKOWSKY D., PRITSCH K., PÖLDMAA K., PIEPENBRING M., PHORSI C., PETERSON M., PARTS K., PÄRTEL K., OTSING E., NOUHRA E., NJOUONKOU A. L., NILSSON R. H., MORGADO L. N., MYOR J., MAY T. W., MAJUAKIM L., LODGE D. J., LEE S. S., LARSSON K.-H., KOHOUT P., HOSAKA K., HIIESALU I., HENKEL T. W., HAREND H., GUO L.-D., GRESLEBIN A., GRETTEL G., GEML J., GATES G., DUNSTAN W., DUNK C., DRENKHAN R., DEARNALEY J., DE KESEL A., DANG T., CHEN X., BUEGGER F., BREARLEY F. Q., BONITO G., ANSLAN S., ABELL S., ABARENKOV K. 2014. Global diversity and geography of soil fungi. *Science* 346: 1256688~1-1256688~10.

TEHON L. R. 1935. A monographic rearrangement of *Lophodermium*. In J. T. BUCHHOLZ, F. W. TANNER et C. ZELENY (eds.) *Illinois biological monographs, Volume XIII*. pp 5-151.

TERHONEN E., MARCO T., SUN H., JALKANEN R., KASANEN R., VUORINEN M., ASIEGBU F. 2011. The effect of latitude, season and needle-age on the mycota of Scots pine (*Pinus sylvestris*) in Finland. *Silva Fennica* 45: 301-317.

TERRAB A., HAMPE A., LEPAIS O., TALAVERA S., VELA E., STUESSY T. F. 2008. Phylogeography of North African atlas cedar (*Cedrus atlantica*, Pinaceae): combined molecular and fossil data reveal a complex quaternary history. *American Journal of Botany* 95: 1262-1269.

TOOFANEE S. B., DULYMAMODE R. 2002. Fungal endophytes associated with *Cordemoya integrifolia*. *Fungal Diversity* 11: 169-175.

TORRES M. S., WHITE J. F. 2010. Grass endophyte-mediated plant stress tolerance: alkaloids and their functions. In J. SECKBACH et M. GRUBE (eds.) *Symbioses and stress: joint ventures in biology*. Springer Science + Business Media. pp 479-493.

TORZILLI A.P., BALAKRISHNA S., O'DONNELL K., LAWREY J. D. 2002. The degradative activity of lichenicolous *Fusarium* sp. compared to related entomogenous species. *Mycological Research* 106: 1204-1210.

TOTI L., VIRET O., HORAT G., PETRINI O. 1993. Detection of the endophyte *Discula umbrinella* in buds and twigs of *Fagus sylvatica*. *European Journal of Forest Pathology* 23: 147-152.

TUTIN T. G., BURGESS N. A., CHATER A. O., EDMONDSON J. R., HEYWOOD V. H., MOORE D. M., VALENTINE D. H., WALTERS S. M., WEBB D. A. 1993. *Flora Europaea, Volume 1: Psilotaceae to Platanaceae*. Cambridge University Press. 576 p.

UNTERSEHER M., REIHER A., FINSTERMEIER K., OTTO P., MORAWETZ W. 2007. Species richness and distribution patterns of leaf-inhabiting endophytic fungi in a temperate forest canopy. *Mycological Progress* 6: 201-212.

VALLÈS J., TORRELL M., GARNATJE T., GARCÍAS-JACAS N., VILATERSANA R., SUSANNA A. 2003. The genus *Artemisia* and its allies: phylogeny of the subtribe Artemisiinae (Asteraceae, Anthemideae) based on nucleotide sequences of nuclear ribosomal DNA internal transcribed spacer (ITS). *Plant Biology* 5: 274-284.

VALLÈS J., MCARTHUR E. D. 2001. *Artemisia* systematics and phylogeny: cytogenetic and molecular insights. In E. D. McArthur, D. J. Fairbanks (eds.). *Proceedings: Shrubland ecosystem genetics and biodiversity. Ogden, US Department of Agriculture Forest Service, Rocky Mountains Research Station, 13-15 Jun 2000*. pp 67-74.

- VEGA F. E., POSADA F., AIME M. C., PAVA-RIPOLL M., INFANTE F., REHNER S. A. 2008. Entomopathogenic fungal endophytes. *Biological Control* 46: 72-82.
- VIRET O., PETRINI O. 1994. Colonization of beech leaves (*Fagus sylvatica*) by the endophyte *Discula umbrinella* (teleomorph: *Apiognomonia errabunda*). *Mycological Research* 98: 423-432.
- VOGL A. 1898. Mehl und die anderen mehlprodukte der cerealien und leguminosen. *Zeitschrift Nahrungsmittel Untersuchung Hyg Warenkunde* 12: 25-29.
- WALLANDER E. 2013. Systematics and floral evolution in *Fraxinus* (Oleaceae). Studiedagen – Journées d'étude: *Fraxinus*. *Belgische Dendrologie Belge*. pp 38-58.
- WALLANDER E. 2008. Systematics of *Fraxinus* (Oleaceae) and evolution of dioecy. *Plant Systematics and Evolution* 273: 25-49.
- WANG X.-Q., TANK D. C., SANG T. 2000. Phylogeny and divergence times in Pinaceae: evidence from three genomes. *Molecular Biology and Evolution* 17: 773-781.
- WATANABE T. 2002. Pictorial atlas of soil and seed fungi: morphologies of cultured fungi and key to species. 2<sup>nd</sup> edition. CRC Press, Boca Raton, Florida, USA. 464 pp.
- WEBBER J. F. 1981. A natural biological control of Dutch elm disease. *Nature* 292: 449-451.
- WENNSTRÖM A. 1994. Endophyte – the misuse of an old term. *OIKOS* 71: 535-536.
- WESMAEL A. 1892. Monographie des espèces du genre *Fraxinus*. 117 p.
- WHITE J., BRUNS T., LEE S., TAYLOR J. W. 1990. Amplification and direct sequencing of fungal ribosomal RNA genes for phylogenetics. In M. ENNIS, D. GEFLAND, J. SNINSKY et T. White (eds.) *PCR Protocols: a guide to methods and applications*. Academic Press, San Diego, USA. pp 315-322.
- WHITTAKER R.H. 1959. On the broad classification of organisms. *Quarterly Review of Biology* 34: 210-226.
- WILSON D., CARROLL G. C. 1994. Infection studies of *Discula quercina*, an endophyte of *Quercus garryana*. *Mycologia* 86: 635-647.
- WILSON P. 1995. Endophyte – the evolution of a term, and clarification of its use and definition. *OIKOS* 73: 274-276.
- WORRALL J. J., MARCHETTI S. B., MASK R. A. 2012. An epidemic of needle cast on lodgepole pine in Colorado. USDA Forest Service, Rocky Mountain Region, Forest Health Protection. *Biological Evaluation R2-12-01*. 16 pp.
- XIN G., ZHANG G., KANG J. W., STALEY J. T., DOTY S. L. 2009. A diazotrophic, indole-3-acetic acid-producing endophyte from wild cottonwood. *Biology and Fertility of Soils* 45: 669-674.
- XIONG Z.-Q., YANG Y.-Y., ZHAO N., WANG Y. 2013. Diversity of endophytic fungi and screening of fungal paclitaxel producer from Anglojap yew, *Taxus x media*. *BMC Microbiology* 13: 71.
- YAHY N., DJELLOULI Y., DE FOUCAULT B. 2008. Diversités floristique et biogéographique des cédraies d'Algérie. *Acta Botanica Gallica* 155: 389-402.

YAN J. F., BROUGHTON S. J., YANG S. L., GANGE A. C. 2015. Do endophytic fungi grow through their hosts systemically? *Fungal Ecology* 13: 53-59.

YUAN Z.-L., RAO L.-B., CHEN Y.-C., ZHANG C.-L., WU Y.-G. 2011. From pattern to process: species and functional diversity in fungal endophytes of *Abies beshanzenensis*. *Fungal Biology* 115: 197-213.

YUAN Z., CHEN L. 2014. The role of endophytic fungal individuals and communities in the decomposition of *Pinus massoniana* needle litter. *PLoS ONE* 9: e105911.

ZILLER W. G. 1969. Studies of hypodermataceous needle diseases. II. *Lirula brevispora* sp. nov., causing needle blight of spruce. *Canadian Journal of Botany* 47: 261-262.



RightsLink®



Taylor & Francis

Taylor & Francis Group

Logged in as:

Oussama Ali Bensaci

Account #:  
3000874030

**Title:** Endophytic mycoflora of *Cedrus atlantica*: diversity patterns and determinism of the phytosanitary situation of Atlas cedar forests in Belezma massif (Algeria)

**Author:** Oussama Ali Bensaci, Daoud Harzallah, Kamel Gouaref

**Publication** Forest Science and Technology

:

**Publisher:** Taylor & Francis

**Date:** Jan 2, 2015

Copyright © 2015 Taylor & Francis

#### **Thesis/Dissertation Reuse Request**

Taylor & Francis is pleased to offer reuses of its content for a thesis or dissertation free of charge contingent on resubmission of permission request if work is published.

This article was downloaded by: [Oussama Ali Bensaci]

On: 16 March 2015, At: 17:23

Publisher: Taylor & Francis

Informa Ltd Registered in England and Wales Registered Number: 1072954 Registered office: Mortimer House, 37-41 Mortimer Street, London W1T 3JH, UK



## Forest Science and Technology

Publication details, including instructions for authors and subscription information:  
<http://www.tandfonline.com/loi/tfst20>

### Endophytic mycoflora of *Cedrus atlantica*: diversity patterns and determinism of the phytosanitary situation of Atlas cedar forests in Belezma massif (Algeria)

Oussama Ali Bensaci<sup>a</sup>, Daoud Harzallah<sup>b</sup> & Kamel Gouaref<sup>a</sup>

<sup>a</sup> Department of Agronomy, University El Hadj Lakhdar Batna, 05000, Algeria

<sup>b</sup> Department of Microbiology, University Ferhat Abbas, Setif, 19000, Algeria

Published online: 12 Mar 2015.



CrossMark

[Click for updates](#)

**To cite this article:** Oussama Ali Bensaci, Daoud Harzallah & Kamel Gouaref (2015) Endophytic mycoflora of *Cedrus atlantica*: diversity patterns and determinism of the phytosanitary situation of Atlas cedar forests in Belezma massif (Algeria), *Forest Science and Technology*, 11:1, 36-43, DOI: [10.1080/21580103.2014.957352](https://doi.org/10.1080/21580103.2014.957352)

**To link to this article:** <http://dx.doi.org/10.1080/21580103.2014.957352>

PLEASE SCROLL DOWN FOR ARTICLE

Taylor & Francis makes every effort to ensure the accuracy of all the information (the "Content") contained in the publications on our platform. However, Taylor & Francis, our agents, and our licensors make no representations or warranties whatsoever as to the accuracy, completeness, or suitability for any purpose of the Content. Any opinions and views expressed in this publication are the opinions and views of the authors, and are not the views of or endorsed by Taylor & Francis. The accuracy of the Content should not be relied upon and should be independently verified with primary sources of information. Taylor and Francis shall not be liable for any losses, actions, claims, proceedings, demands, costs, expenses, damages, and other liabilities whatsoever or howsoever caused arising directly or indirectly in connection with, in relation to or arising out of the use of the Content.

This article may be used for research, teaching, and private study purposes. Any substantial or systematic reproduction, redistribution, reselling, loan, sub-licensing, systematic supply, or distribution in any form to anyone is expressly forbidden. Terms & Conditions of access and use can be found at <http://www.tandfonline.com/page/terms-and-conditions>



## Endophytic mycoflora of *Cedrus atlantica*: diversity patterns and determinism of the phytosanitary situation of Atlas cedar forests in Belezma massif (Algeria)

Oussama Ali Bensaci<sup>a\*</sup>, Daoud Harzallah<sup>b</sup> and Kamel Gouaref<sup>a</sup>

<sup>a</sup>Department of Agronomy, University El Hadj Lakhdar Batna, 05000, Algeria; <sup>b</sup>Department of Microbiology, University Ferhat Abbas, Setif, 19000, Algeria

(Received 20 February 2014; Accepted 29 July 2014)

Endophytic mycoflora of *Cedrus atlantica* needles was studied in three selected sites from the Belezma National Park (Algeria). Colonization frequencies of needles are more important in the autumnal and spring periods for major identified fungi. In addition, a specific investigation revealed a high incidence of the symptomatic isolates of *Lophodermium cedrinum* in Tougurt site which presents the greatest width of Atlas cedar decline in the studied area. The symptomatic forms grow more quickly and have smaller and rudimentary conidia than those of the asymptomatic forms. In addition, the cellulolytic and pectinolytic activities are more important for symptomatic isolates of Tougurt and Telmet site, compared to those of Bordjem. The etiologic study thus helped us determine the ecological indication and the implication of *L. cedrinum* as a releasing element of the needle-cast symptoms within the syndrome of Atlas cedar forest decline in the Belezma mountains.

**Keywords:** fungal endophytes; Belezma; Atlas cedar; *Lophodermium cedrinum*; needle-cast

### Introduction

Fungal endophytes are a biosymbiotic microbial group of primary ecological importance, particularly in forest ecosystems where they can play key roles in specific and functional diversity (Arnold 2007; Hyde and Soyong 2008). Atlas cedar (*Cedrus atlantica* Man.) is one of the most iconic tree species of the Algerian natural landscape. This Pinaceae covers c. 33,000 ha in Algeria (Bentouati and Oudjihh 1999), with c. 5000 ha in the Aurès and Belezma mountains. However, these data may overestimate the real covered area, regardless of the reduction resulting from several pressure factors (overgrazing, illegal logging, inadequate silvicultural practices, and, recently, the forest decline phenomenon).

Fungal endophytes associated with Pinaceae genera *Pinus*, *Picea*, and *Abies* were inventoried and studied (Sieber-Canavesi et al. 1991; Petrini et al. 1992; Sieber et al. 1999; Ganley and Newcombe 2006). However, no comprehensive study has been devoted to those associated with *C. atlantica*.

The present study aims to characterize the different aspects of the diversity of fungal endophytes associated with asymptomatic needles of this tree species in the Belezma massif (Batna, eastern Algeria). We have tried to verify whether some characteristic features of the fungal population may reflect the phytosanitary status of cedar forests at the study sites through a study of the incidence, cultural, conidial, and enzymatic features of symptomatic and asymptomatic (endophytic) isolates of *Lophodermium cedrinum* Maire, one of the widely reported mycotaxa on the Atlas cedar in Algeria.

### Materials and methods

The study was conducted at three sites in the Belezma National Park (Figure 1): Tougurt (35°34'24"N, 06°03'26"E; altitude 1650 m); Bordjem (35°35'13"N, 05°59'46"E; altitude 1900 m); and Telmet (35°35'36"N, 06°02'58"E; altitude 1830 m). These sites were selected because they contain relatively the same plant species composition, with some specific associations with woody taxa such as *Quercus ilex*, *Juniperus oxycedrus*, *Fraxinus xanthoxyloides*, *Acer monspesulanum*, *Berberis hispanica*, and *Ilex aquifolium*. The extent of Atlas cedar decline phenomenon varies among different sites (Figure 2).

All samplings were carried out on the north exposition. Healthy *C. atlantica* needles were sampled for one year and for each season from 12 trees of different ages randomly selected for each site. Placed in sterile cellulose-paper bags and stored at 4°C. The needles were separated from their rosettes in the laboratory within 24 hours, and then were surface-sterilized according to a modified method of Helander et al. (1994): first, needles are treated in 95% ethanol (v/v) for 2 min, then at 3% NaOCl for 3 min, and, finally, in 95% ethanol (v/v) for 30 seconds. Each treatment was followed by rinsing with sterile distilled water. After drying on sterile filter paper, needles were fragmented aseptically into 3–4 mm pieces and placed in Petri dishes (90 mm) containing PDA (potato dextrose agar) medium amended with tetracycline. Three dishes, each containing eight needle segments, were prepared for each sampled tree and then incubated in an incubator at 24°C in the dark.

\*Corresponding author. Email: benssaci.oussama@uni-batna.dz

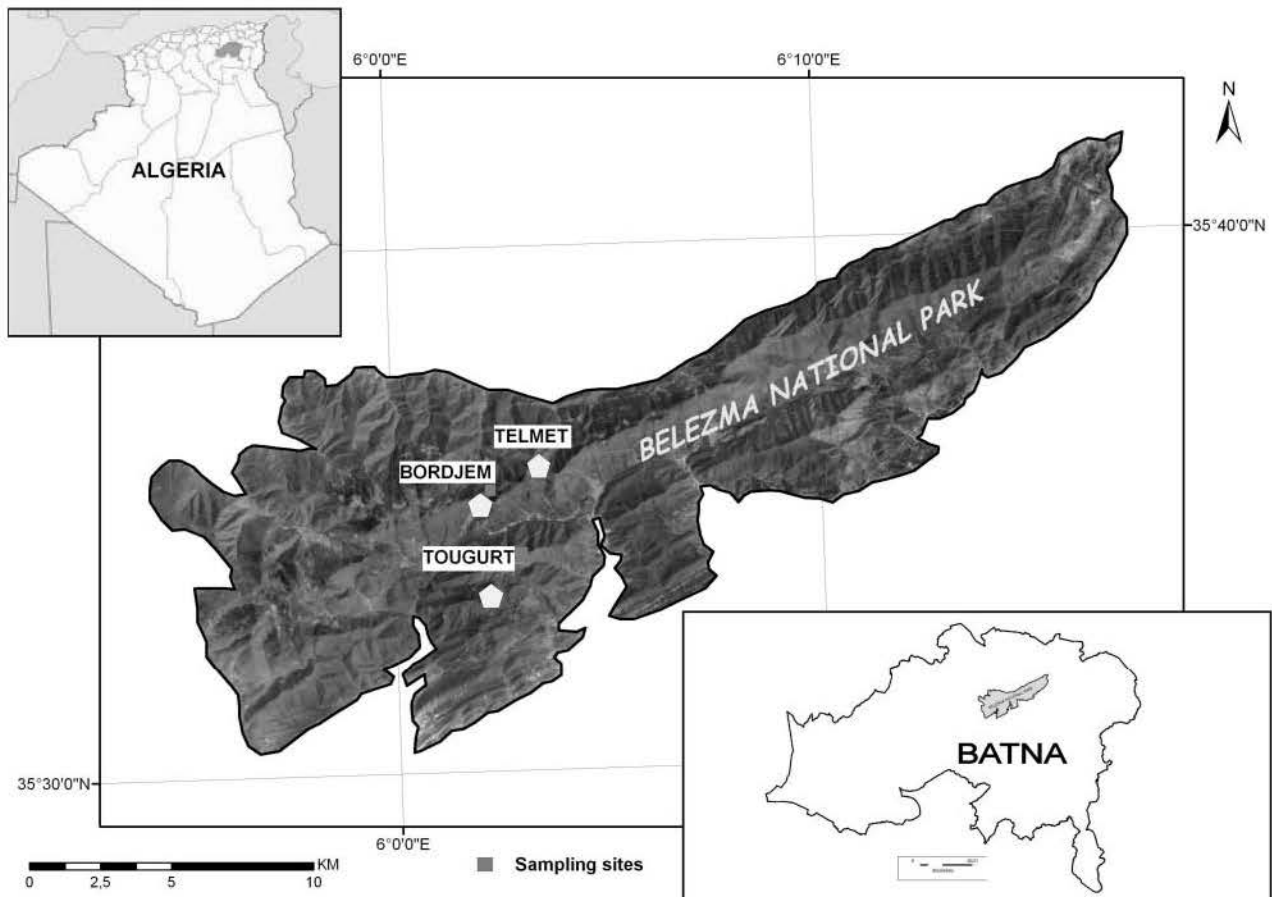


Figure 1. Geographic map of Belezma National Park, showing the three study sites.

Visual controls of dishes were done daily in order to characterize the appearance and development of colonies. Pure cultures were also obtained from emerging mycelia from needles, which were then transferred to Petri dishes containing PDA. The identification of endophytes is based on morphological traits.

During the same study period, we conducted sampling on individuals of *C. atlantica* showing signs of needle-cast, indicating the presence of symptomatic forms of *L. cedrinum*, to compare their incidence comparatively to asymptomatic individuals (endophytic forms). Furthermore, in order to characterize the heterogeneity of the mycotaxon, cultural (colony color, radial growth) and conidia length in various culture media – PDA, MEA (malt extract agar), and CZDA (Czapek Dox agar) – were comparatively studied.

In addition, protease, cellulase (Hankin and Anagnostakis 1975), as well as pectinase (Acuna-Arguelles et al. 1995) was characterized in this mycotaxon. Proteolytic (PI), cellulolytic (CI), and pectinolytic (PeI) indexes were calculated to determine the degree of enzymatic efficiency of the endophyte as the ratio between the halo diameter representing the enzymatic active zone in dishes, and that of the fungal colony (Moscoso and Rosato 1987; Acuna-Arguelles et al. 1995; Lopez-Illorca et al. 2002). The dishes were incubated in an incubator (25°C, darkness) for a period of 10 days.

The frequency of colonization (FC) (Fisher and Petrini 1987) is calculated for different identified mycotaxa as follows:  $CF (\%) = Nc / Nt \times 100$  with (Nc) is the number of segments colonized by fungal species or a given group and (Nt) the total number of segments. Jaccard similarity index (J) is calculated using the formula  $J = a / a + b + c$  with a the number of common fungal taxa between two sites, b the number of fungal taxa for the site I and c the number of fungal taxa recorded in site II. This index is quantified to size similarities for identified fungal taxa from a comparison of two sites.

#### Data analysis

ANOVA was performed to determine the site and seasonal effects on the colonization frequencies of *C. atlantica* needles by different endophytic mycotaxa. The different endophyte associations across the study sites are characterized by factorial correspondence analysis (FCA). Finally, the heterogeneity of *L. cedrinum* isolates in the different media was tested through multidimensional scale analysis (MDS) to the Kruskal stress coefficient 1 from the similarity/dissimilarity matrices. Statistics and environmental analysis are performed with XLSTAT Pro Version 2 of Microsoft Office, and PAST (<http://folk.uio.no/ohammer/past/>) and Biodiversity package.



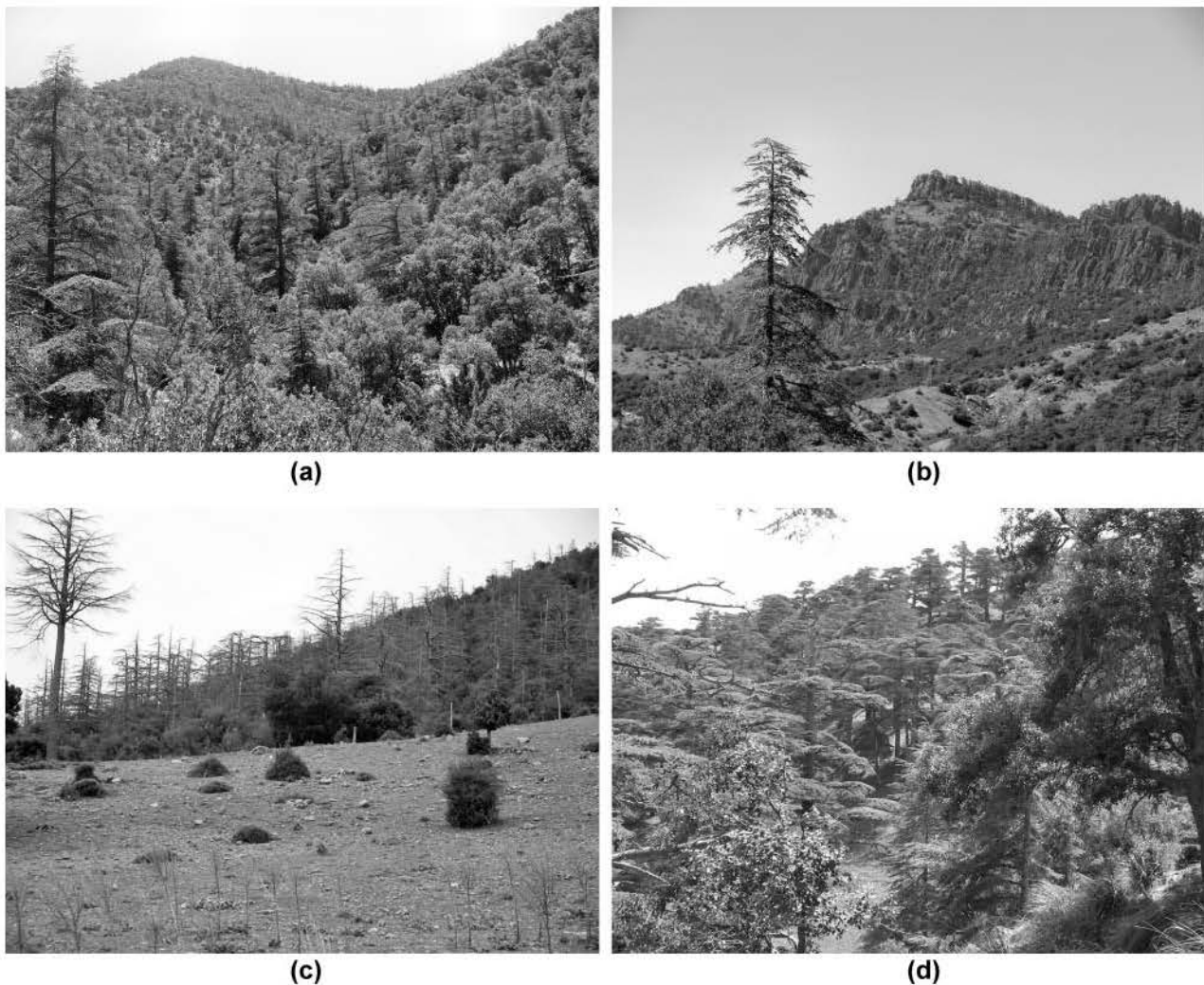


Figure 2. Global view of the study sites. **A**, Mixed *Cedrus atlantica* forest (Tougur); **B**, general view of Bordjem, a mountain with a particular escarpment; **C**, *Cedrus atlantica* decline in Tougur forest; **D**, view of *Cedrus atlantica* trees, in north exposition of Telmet site.

## Results

Twenty-two endophytic fungal taxa from *C. atlantica* needles were identified at the three study sites (Table 1). Bordjem being the richest site with 17 mycotaxa; however, there were no significant differences in species composition between the stations, nor any significant differences in the frequencies of colonization (Table 1). On the other hand, we noticed a predominance of the anamorphic forms.

For the majority of the characterized fungi, the most important FCs were recorded during the autumn and spring, with 8.27% and 8.02%, respectively, while the lowest FCs were recorded in winter, with 4.85%, and in summer period, with 5.1%.

*Alternaria alternata* (Fr.) Keissl., *Fusarium larvarum* Fuckel and *L. cedrinum* recorded the largest annual FC in the three study sites, with 17%, 13.20%, and 25.70%, respectively, while other mycotaxa recorded annually insignificant FC's on average, but specific to the station, the case of *Brachysporium* sp. Sacc. and *Ulocladium* sp.

Preuss, were identified only on cedar needles from Bordjem. It should be noted that differences between stations are found on seasonality of infection for the same mycotaxa. Typical examples are illustrated by *A. alternata* and *L. cedrinum*, more frequent in autumn and spring in Tougur and Telmet; contrary to Bordjem samples, having recorded the greatest colonization for winter and spring. Regarding *F. larvarum*, the FCs recorded seasonal variations between the three sites (Table 1).

Jaccard's index of similarity shows a high value between Tougur and Telmet ( $J = 0.61$ ), indicating a higher degree of similarity than that recorded between Bordjem and Telmet ( $J = 0.49$ ) and, finally, between Tougur and Bordjem ( $J = 0.45$ ). The correspondence analysis clearly indicates a group of mycotaxa associated with Tougur and Telmet stations with a specific subassociation specific to mycotaxa having recorded the most important FCs (*L. cedrinum*, *A. alternata*, and *F. larvarum*) while a second distinguished group relates to the Bordjem site (Figure 3).



Table 1. Colonisation frequency of *Cedrus atlantica* needles by the most endophytic mycotaxa in the study sites.

Taxon	Tougurt				Bordjem				Tehmet				Mean
	S	A	W	P	S	A	W	P	S	A	W	P	
<i>Alternaria alternata</i>	09.72	31.25	07.29	21.52	11.11	13.54	16.31	15.97	07.98	26.73	13.88	28.47	17.00
<i>Aureobasidium pullulans</i>	01.04	08.68	0.69	05.9	-	-	-	-	03.47	09.37	03.12	04.51	03.07
<i>Epicoccum</i> sp.	04.16	12.84	06.59	10.06	05.9	07.63	04.16	01.37	10.06	05.9	0.69	0.34	05.81
<i>Cladosporium cladosporioides</i>	-	-	-	-	9.72	11.45	6.94	16.66	-	-	-	-	03.73
<i>Curvularia</i> sp.	02.43	05.9	05.2	09.37	-	-	-	-	03.81	15.97	02.43	07.63	04.40
<i>Fusarium larvarum</i>	05.2	22.91	11.8	13.54	16.66	09.72	04.86	17.36	16.31	21.52	08.68	10.41	13.20
<i>Phyllosticta</i> sp.	03.47	02.43	01.37	02.77	07.63	04.86	04.16	05.55	03.12	01.73	0.34	0.69	03.18
<i>Paecilomyces</i> sp.	-	-	-	-	1.73	7.98	2.43	11.45	-	-	-	-	01.97
<i>Lophodermium cedrinum</i>	20.13	40.27	28.12	38.88	15.27	18.05	20.13	29.16	19.09	22.91	20.83	35.06	25.70
<i>Brachyспорium</i> sp.	-	-	-	-	05.2	05.55	02.77	06.25	-	-	-	-	01.65
<i>Botryodiplodia</i> sp.	-	-	-	-	04.86	13.54	05.9	13.54	04.16	05.9	0.69	0.69	04.11
<i>Trichoderma</i> sp.	05.55	09.37	08.33	05.55	05.9	15.27	05.2	11.11	13.88	05.9	04.51	10.76	08.44
<i>Pestalotiopsis</i> sp.	-	-	-	-	2.77	5.2	4.16	10.06	2.77	2.43	4.16	9.37	03.41
<i>Gliocladium</i> sp.	02.08	05.55	05.9	11.8	-	-	-	-	04.51	03.12	01.04	05.55	03.30
<i>Arthrinium phaeospermum</i>	07.98	10.76	09.37	05.55	0.34	06.25	0.34	0.34	02.43	04.16	06.94	07.29	05.15
<i>Drechslera</i> sp.	11.11	18.4	12.15	13.88	02.43	05.9	03.12	06.25	-	-	-	-	06.10
<i>Ulocladium</i> sp.	-	-	-	-	06.25	03.12	03.12	04.51	-	-	-	-	01.42

The exhaustive list of fungal endophytes isolated from the sampled sites contains also the following taxa: *Alternaria* sp., *Aspergillus* sp., *Lophodermium* sp., *Phomopsis* sp. as well as the sterile forms (*mycelia sterilia*). S, summer; A, autumn; W, winter; P, spring.

From the investigation of symptomatic (SF) and asymptomatic forms (NSF) of *L. cedrinum* that were made during 12 consecutive months for the study sites, we found that the incidence of NSF always exceeds that

of SF, with the exception of Tougurt (Figure 4) where we found that needles showing needle-cast symptoms reach a relatively high rate from April (13%) to a first peak in July (30.9%), and a second in October (54.3%).

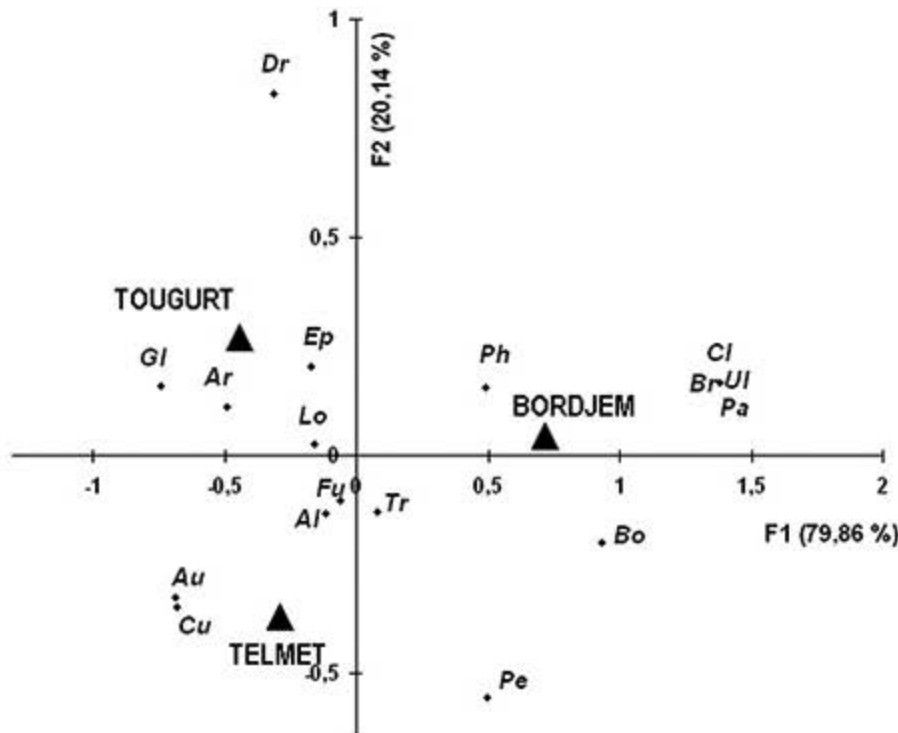


Figure 3. Factorial correspondence analysis showing associations of fungal endophytes with regard to the sampled sites (only some mycotaxa are represented). Dr, *Drechslera* sp.; Ep, *Epicoccum* sp.; Gl, *Gliocladium* sp.; Ar, *Arthrinium phaeospermum*; Lo, *Lophodermium cedrinum*; Fu, *Fusarium larvarum*; Al, *Alternaria alternata*; Au, *Aureobasidium pullulans*; Cu, *Curvularia* sp.; Ph, *Phyllosticta* sp.; Tr, *Trichoderma* sp.; Pe, *Pestalotiopsis* sp.; Cl, *Cladosporium cladosporioides*; Br, *Brachyспорium* sp.; Bo, *Botryodiplodia* sp.; UL, *Ulocladium* sp.; Pa, *Paecilomyces* sp.

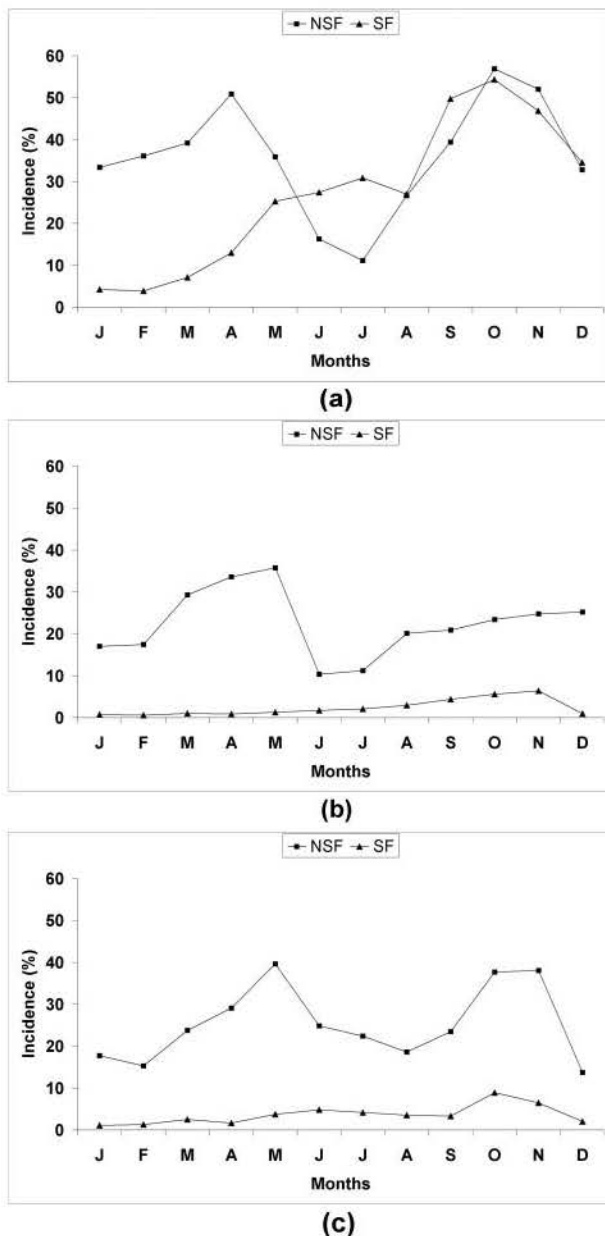


Figure 4. Incidences of asymptomatic (endophytic or NSF) and symptomatic (SF) isolates of *Lophodermium cedrinum* on *Cedrus atlantica* needles during one year of investigation in the three study sites. A, Tougurt; B, Bordjem; C, Telmet.

At the macroscopic level, colonies exhibit a variable color ranging from white, cream-white, light pink, and cream-pink on the upper face of Petri dishes, and white, pinkish-white, light pink, and pink-cream on the underside (Table 2).

It seems that symptomatic forms of the fungus grow faster than those of asymptomatic, regardless of the culture medium used. Thus, the large diameters are recorded for the symptomatic isolates of the Tougurt station, in particular in MEA, with 59.5 mm compared with 21.7 mm for the asymptomatic (endophytic) forms.

ANOVA and Fisher test (LSD) revealed no significant differences in term of site influence (geographical origin)

on the radial growth of *L. cedrinum* colonies, except for those obtained on PDA for both symbiotic forms of mycotaxon. Whereas the conidia length showed variations between isolates and even within the same isolates, the length of the conidia resulting from the symptomatic forms of the fungus is overall more rudimentary than of the endophytic forms. This is valid for all colonies observed in all media (Table 2).

A more or less outstanding variability is noted in the enzymatic activities between the two forms of *L. cedrinum*. As an example, the cellulolytic activity, expressed as cellulolytic index (CI), saw an increase in the symptomatic forms for Tougurt and Telmet sites (Table 3), in contrast to the isolates from Bordjem where it strongly decreases (0.24 to 0.03). A review with the rise of the pectinases is also noticed for symptomatic forms of Tougurt, but this activity decreases significantly for isolates of Bordjem and with an unimportant way at those of Telmet (Table 3). Finally, the proteolytic activity is practically absent at the SF isolated from Tougurt whose NSF record weak activity. Although its reduction, also in SF of Bordjem and Telmet, proteolytic induction is considerable for the NSF isolates of this last station, but strongly decreases after (PI from 0.36 to only 0.02).

MDS of the characters used relative to the various asexual isolates of *L. cedrinum* shows a rather outstanding disparity between the symptomatic and asymptomatic forms, in particular for the isolates from Tougurt. In addition, we record a second characteristic group of the NSF from Tougurt and Telmet, whereas another group separated for the Bordjem isolates (Figure 5).

## Discussion

Little work was devoted to the exhaustive study of endophytic mycoflora of *C. atlantica* and for the genus *Cedrus* in general (Harzallah et al. 2009; Liu et al. 2010; Qadri et al. 2013). The clear prevalence of Hyphomycetes is to be considered because it is noted that endophytism can have ecological consequences to the “anamorphic strategy” way of life, because of the more or less permanent internalization of fungi within the foliar system of its host plant, in this case an evergreen species.

The high infection of *C. atlantica* needles by endophytic fungi during spring and autumnal seasons can probably be attributed to the fact that climatic conditions, even on a site scale, are favorable to amplify the infection points and colonization. These two periods reflect a determining physiological aspect for the Atlas cedar. The first coincides with the initiation of the reproductive phase whereas the second is marked by a regeneration of new needles. We estimate that Atlas cedar needles infection by fungal endophytes increases during the seasons of vegetative growth and reproduction, making it thus better predisposed to the infection. The same phenomenon was observed by Helander et al. (1993) and by Faeth and Hammon (1997). This predisposition may also be explained to the anatomical level (leaf epidermis and mesophyll) (Chabot and Chabot 1975).



Table 2. Some features of colonies and conidial length resulting from the endophytes asymptomatic (NSF) and symptomatic (SF) isolates of *Lophodermium cedrinum* in three culture media.

Isolates	Color of the colony		Colony length after 10 growing days (mm)	Average length of conidia ( $\mu\text{m}$ )
	Upper face	Lower face		
NSF–Tougurt–PDA	White	White	18.50 $\pm$ 01.28 a	04.29
SF–Tougurt–PDA	White	White-pink	35.40 $\pm$ 08.60 a	03.26
NSF–Bordjem–PDA	White	White	13.30 $\pm$ 01.56 b	04.83
SF–Bordjem–PDA	White	White	16.18 $\pm$ 01.65 b	03.47
NSF–Telmet–PDA	White	White	15.18 $\pm$ 02.01 ab	04.43
SF–Telmet–PDA	White	White	20.70 $\pm$ 01.49 ab	03.54
NSF–Tougurt–MEA	Cream-pink	White-cream	21.70 $\pm$ 01.62 a	04.65
SF–Tougurt–MEA	White	Pink-clear	59.50 $\pm$ 08.22 a	03.49
NSF–Bordjem–MEA	White-cream	Pink-clear	35.60 $\pm$ 07.65 a	04.29
SF–Bordjem–MEA	White-cream	White	49.00 $\pm$ 07.98 a	03.54
NSF–Telmet–MEA	Pink-clear	Pink-clear	22.90 $\pm$ 01.47 a	04.51
SF–Telmet–MEA	White-cream	Pink-clear	40.10 $\pm$ 05.39 a	03.54
NSF–Tougurt–CZDA	White	White	24.40 $\pm$ 03.18 a	04.96
SF–Tougurt–CZDA	White	White	41.20 $\pm$ 12.65 a	03.78
NSF–Bordjem–CZDA	Pink-clear	Pink-clear	24.50 $\pm$ 02.39 a	04.68
SF–Bordjem–CZDA	White	Pink-clear	42.20 $\pm$ 05.95 a	03.13
NSF–Telmet–CZDA	White	White	22.30 $\pm$ 01.06 a	03.53
SF–Telmet–CZDA	White	White	38.20 $\pm$ 06.39 a	03.36

The values represent means  $\pm$  standard deviation. The letters result from means classification following Fisher's LSD test.

Needles' age is a good indicator of the infection rate by fungal endophytes (Espinosa-Garcia and Langenheim 1990). This parameter was not taken into account while carrying out the sampling. It is probable that climate conditions and needle ontogeny of the host can act on the quality of the associated endophytic mycoflora.

*Alternaria alternata* was frequently isolated from various Pinaceae (Botella and Diez 2011; Qadri et al. 2013). In addition, the endophytic form of *F. larvarum* (anamorph of *Cosmospora aurantiicola* [Berk. & Broome] Rossman & Samuels) (Booth 1981) was detected recently in Spain on *Pinus halepensis* and *P. kochiana* (Torzilli et al. 2002; Botella and Diez 2011) But research has focused on its insecticidal activity against Homoptera (Smirnoff 1970; Gerlach 1977; Mauchline et al. 2011). *Lophodermium*, or its asexual form *Leptostroma*, was often isolated from several Pinaceae as endophyte (Carroll and Carroll 1978; Sieber et al. 1999; Stefani and Bérubé 2006; Botella and Diez 2011). *Lophodermium cedrinum* was identified earlier in Algeria on Atlas cedar needles, first under the

anamorphic name *Labrella cedrina* by Durieu de Maisonneuve and Montagne (1849) and by Maire (1917) under its current teleomorphic name (*L. cedrinum*) but his study was limited to a simple description of hysterothecia and pycniums morphology, as well as the ascospores; this is why a characterization in molecular scales is imperative in order to identify its possible genotypic and functional variability with the occurrence of Atlas cedar ecotypes throughout the forests of Belezma, Aurès, and other regions in North Africa.

A broad range of *Lophodermium* is known traditionally as endophytes, but they can be at the origin of needle-cast disease recognized in many Pinaceae species (Lanier et al. 1965; Minter 1981). The major symptom resulting from the infection of Atlas cedar needles by *L. cedrinum* was rarely described in the bibliography, and we already know a disease known as "tar speck" (Spaulding 1961). We noticed that symptoms of this disease (characteristic yellowing) and the signs of its causal agent (hysterothecia and pycniums) are frequently signaled on needles of *C. atlantica* in Belezma, especially in Tougurt where the

Table 3. Protease, cellulase and pectinase activities e of the asymptomatic isolates (NSF) and symptomatic (SF) isolates of *Lophodermium cedrinum* from the three study sites.

	Proteolytic index		Cellulolytic index		Pectinolytic index	
	NSF	SF	NSF	SF	NSF	SF
Tougurt	0.04 $\pm$ 0.01 b	0.00 $\pm$ 0.00 a	0.57 $\pm$ 0.09 a	0.81 $\pm$ 0.11 a	0.19 $\pm$ 0.04 a	0.23 $\pm$ 0.04 a
Bordjem	0.08 $\pm$ 0.03 b	0.05 $\pm$ 0.04 a	0.24 $\pm$ 0.05 b	0.03 $\pm$ 0.05 b	0.57 $\pm$ 0.24 a	0.20 $\pm$ 0.08 a
Telmet	0.36 $\pm$ 0.11 a	0.02 $\pm$ 0.02 a	0.28 $\pm$ 0.08 b	0.71 $\pm$ 0.18 a	0.16 $\pm$ 0.02 a	0.15 $\pm$ 0.03 a

The values represent means  $\pm$  standard deviation. The letters result from means classification following Fisher's LSD test.

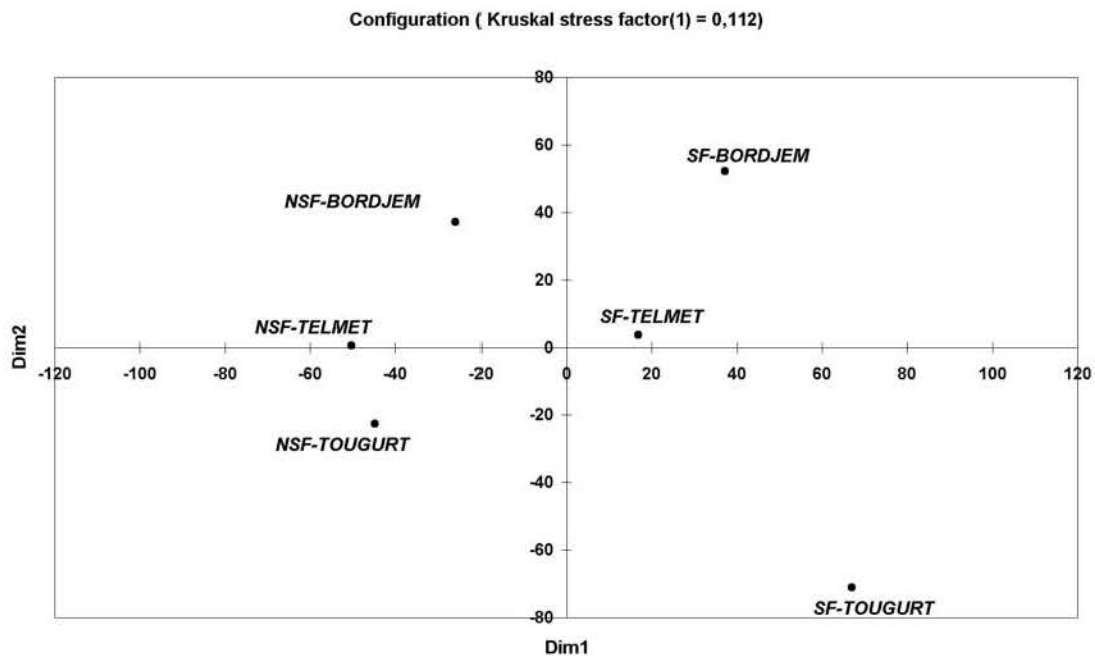


Figure 5. Representation of multidimensional scale analysis (MDS) data for specific criteria of symptomatic and asymptomatic (endophytes) isolates of *Lophodermium cedrinum* from the study sites. The characters taken into account are colony diameter, mean conidia length (in PDA, MEA, and CZDA) as well as enzymatic activity (protease, cellulase, and pectinase).

incidence of the symptomatic forms exceeded that of the endophytic ones during two periods of the year.

The fast growth of colonies of the symptomatic form of *L. cedrinum* can indicate an amplified response with regard to the medium, unlike colonies derived from endophytes *senso stricto*, reflecting a shift of trophic behavior of the fungus between a mutual toward the parasitic aspect, which may explain the prominent frequency of needle-cast symptoms in *C. atlantica* at Tougurt site on which declined Atlas cedar trees are numerically important (Figure 2c). It is admitted that many fungal endophytes in which the infection affects the tissue or organ or the whole plant host, are dependent on bioecological circumstances related to the predisposition and pest status of the host plant, the gene pool of the mycobiont, and extreme abiotic conditions acting on a large scale and over an extended period on both partners, as is the case for a drought and air pollution (Helander et al. 2011). We estimate that the infection of *C. atlantica* needles by *L. cedrinum* is upwards because the host is weakened previously, thus leading to an increase in fungal inoculum's charge, while the rudimentary aspect of symptomatic form conidia can indicate a possible accumulating aspect of the propagules and thus a multiplication of needle infection points, illustrating a horizontal, in time-concentrated model of infection in all studied sites.

Even if some studies relating to conifers in various regions of the world did not reveal any direct or important involvement of *Lophodermium* in the forest decline phenomena (Butin and Wagner 1985; Schütt 1985), their implication in the externalization of the symptoms described typically as "major" particularly on Pinaceae was mentioned (Rehfuess and Rodenkirchen 1985).

In the present study, enzymatic variability of *L. cedrinum* isolates did not give a clear picture of the phytosanitary indication; however, it is possible that the production of cellulases and pectinases by symptomatic forms can inform us about an important aspect of this mycotaxon, which represents an important aspect involved in the early stages of needles senescence and degradation.

Bioecological analysis of *L. cedrinum* can inform us about the phytosanitary status of our forests, having suffered the harm of this dramatic decline in recent years. Studies on the molecular characterization of taxa (isolates), the involvement of the ecophysiological responses of Atlas cedar against the changing behavior of the endophyte as a result of recent climatic changes and disturbances, will help us understand the nature and extent of the relationship "Atlas cedar-mycobiont" from both a symbiotic and etiological point of view.

#### Acknowledgements

The authors thank the staff of Hamla sector (Belezma National Park), especially Mrs Abderrahmani, S. Gaaga and K. Bouhamla for their valuable contributions in this study.

#### References

- Acuna-Arguelles ME, Gutiérrez-Rojas M, Viniegra-Gonzales G, Favela-Torres EA. 1995. Production and properties of three pectinolytic activities produced by *Aspergillus niger* in submerged and solid-state fermentation. *Appl Microbiol Biot.* 43:808–814.
- Arnold AE. 2007. Understanding the diversity of foliar endophytic fungi: progress, challenges, and frontiers. *Fungal Biol Rev.* 21:51–66.

- Bentouati A, Oudjih B. 1999. Première étude de la croissance et de la productivité du cèdre de l'Atlas (*Cedrus atlantica* Manetti) dans le massif de Bélezma (Aurès-Algérie). For Med. 20:115–119.
- Booth C. 1981. *Nectria aurantiicola*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria 714:1–2.
- Botella L, Diez JJ. 2011. Phylogenetic diversity of fungal endophytes in Spanish stands of *Pinus halepensis*. Fungal Divers. 47:9–18.
- Butin, H, Wagner C. 1985. Mykologische Untersuchungen zur «Nadelröte» der Fichtte. Forstwiss Centralbl. 104:179–186.
- Carroll GC, Carroll, FE. 1978. Studies on the incidence of coniferous needle endophytes in the Pacific Northwest. Can J Bot. 56:3034–3043.
- Chabot JF, Chabot BF. 1975. Developmental and seasonal patterns of mesophyll ultrastructure in *Abies balsamea*. Can J Bot. 53:295–304.
- Durieu de Maisonneuve MC, Montagne C. 1849. Exploration Scientifique de l'Algérie, Cryptogamie 1, 27:599–600.
- Espinosa-Garcia FJ, Langenheim JH. 1990. The leaf fungal endophytic community of a coastal redwood population – diversity and spatial patterns. New Phytol. 116:89–97.
- Faeth SH, Hammon K. 1997. Fungal endophytes in oak trees: long-term patterns of abundance and associations with leaf-miners. Ecology. 78:810–819.
- Fisher PJ, Petrini O. 1987. Location of fungal endophytes in tissues of *Suaeda fruticosa*: a preliminary study. T Brit Mycol Soc. 89(2):246–249.
- Ganley RJ, Newcombe G. 2006. Fungal endophytes in seeds and needles of *Pinus monticola*. Mycol Res. 110:318–327.
- Gerlach, W. 1977. Drei neue varietäten von *Fusarium merismoides*, *F. larvarum* und *Fusarium chlamydosporum*. Phytopath Z. 90:31–42.
- Hankin L., Anagnostakis SL. 1975. The use of solid media for detection of enzyme production by fungi. Mycologia. 67:597–607.
- Harzallah D, Bensaci OA, Bouharati S. 2009. Endophytic mycoflora of Atlas cedar (*Cedrus atlantica* Man.) in Belezma massif (Aures, Algeria). 9<sup>ème</sup> conférence internationale sur les maladies des plantes, Tours, France; p. 159–167.
- Helander ML, Neuvonen S, Sieber TN, Petrini O. 1993. Simulated acid rain affects birch leaf endophyte populations. Microb Ecol. 26:227–234.
- Helander ML, Sieber TN, Petrini O, et Neuvonen S. 1994. Endophytic fungi in Scot's pine needles: spatial variation and consequences of simulated acid rain. Can J Bot. 72:1108–1113.
- Helander ML, Vesterlund S-R, Saikkonen K. 2011. Responses of foliar endophytes to pollution. In: Pirttilä AM, Frank AC, editors. Endophytes of Forest Trees: Biology and Applications. Springer Science+Business Media; p. 175–188.
- Hyde KD, Soyong K. 2008. The fungal endophyte dilemma. Fungal Divers. 33:163–173.
- Lanier L, Leroy P, Tomassone R. 1965. Contribution à l'étude du «rouge cryptogamique» des pins dû à *Lophodermium pinastri* (Schrad.) Chev. Rev Forest Fr. 5:354–364.
- Liu C, Liu T, Yuan F, Gu Y. 2010. Isolating endophytic fungi from evergreen plants and determining their antifungal activities. Afr J Microbiol Res. 4:2243–2248.
- Lopez-Llorca LV, Carbonell T, Gomez-vidal S. 2002. Degradation of insect cuticle by *Paecilomyces farinosus* proteases. Mycol Prog. 1:249–256.
- Maire R. 1917. Champignons Nord-Africains nouveaux ou peu connus. Bull Soc Hist Nat Afr Nord. 8:134–200.
- Mauchline N, Hallett I, Hill G, Casonato S. 2011. Process of infection of armoured scale insects (Diaspididae) by an entomopathogenic *Cosmospora* sp. J Invertebr Pathol. 108:46–51.
- Minter DW. 1981. *Lophodermium* species on pines. In: Millar CS. Editor. Current Research on Conifer Needle Diseases (Proceedings of a conference of the International Union of Forest Research Organisations Working Party on Needle Diseases Sarajevo, Bosnie Herzegovina, 15–19 September 1980), Aberdeen University Central Printing Service. p. 49–58.
- Moscato IL, Rosato YB. 1987. Extracellular enzyme production by haploids, heterocaryons and diploids of *Aspergillus nidulans*. Appl Microbiol Biot. 26:365–368.
- Petrini O, Sieber TN, Toti L, Viret O. 1992. Ecology, metabolite production, and substrate utilization in endophytic fungi. Nat Toxins. 1:185–196.
- Qadri M, Johri S, Shah BA, Khajuria A, Sidiq T, Lattoo SK, Abidin MZ, Riyaz-ul-Hassan S. 2013. Identification and bioactive potential of endophytic fungi isolated from selected plants of the Western Himalayas. SpringerPlus. 2:8.
- Rehfuess KE, Rodenkirchen H. 1985. Über die Nadelröte-Erkrankung der Fichtte (*Picea abies* Karst.) in Süddeutschland. Forstwiss Centralbl. 104:381–390.
- Schütt P. 1985. Das Waldsterben – eine Pilzkrankheit? Forstwiss Centralbl. 104:169–177.
- Sieber TN, Rys J, Holdenrieder O. 1999. Mycobiota in symptomless needles of *Pinus mugo* ssp. *uncinata*. Mycol Res. 103:306–310.
- Sieber-Canavesi F, Petrini O, Sieber TN. 1991. Endophytic *Lep-tostroma* species on *Picea abies*, *Abies alba*, and *Abies balsamea*: a cultural, biochemical, and numerical study. Mycologia. 83:89–96.
- Smirnov WA. 1970. Fungus diseases affecting *Adelges piceae* in the fir forest of the Gaspé peninsula, Quebec. Can Entomol. 102:798–805.
- Spaulding P. 1961. Foreign diseases of forest trees of the world: an annotated list. USA: USDA Agriculture Handbook No. 197.
- Stefani FOP, Bérubé JA. 2006. Biodiversity of foliar fungal endophytes in white spruce (*Picea glauca*) from southern Québec. Can J Bot. 84:777–790.
- Torzilli AP, Balakrishna S, O'Donnell K, Lawrey JD. 2002. The degradative activity of lichenicolous *Fusarium* sp. compared to related entomogenous species. Mycol Res. 106:1204–1210.

# **ANNEXES**



**Annexe 1. Alignement des unités génomiques de l'ADNr incluant les régions ITS1, 5.8S et ITS2 de l'isolat *Lophodermium cedrinum* (BCAB212) avec les isolats *Lophodermium* sp. BLE32 (FN868465) et *L. pinastri* BLE31 (FN868464).**

*Lophodermium* sp. BLE32 genomic DNA containing ITS1, 5.8S rRNA gene, ITS2, strain BLE32  
Sequence ID: emb|FN868465.1|Length: 741Number of Matches: 1

```

Query 1      AGTCGTAACAAGGTTTTTTAGGTAGAGTTTTGCCTACTACAGCCCGCGTTCCGGCGTTC 60
      |||
Sbjct 1      AGTCGTAACAAGGTTCCGTAGGTAGAGTTTTGCCTACTACAGCGCGCGTTCCGGCGTTC 60

Query 61     GCTAGTCTGCCAGCAGGCGACACGCTAAATGTGCCCCGAGTCCTGGCGCCCCGCCAGGC 120
      |||
Sbjct 61     GCTAGTCTGCCAGCAGGCGACACGCTAAATGTGCGGAGAGTCCTGGCGCCGCGCCAGGC 120

Query 121    AACCCGAGTCACTCTCGGGTGATTAGAGACTCAATGAGCGTGGGTCTTCCCCGGAAG 180
      ||
Sbjct 121    AATCCGAGTCACTCTCGGGTGATTAGAGACTCAATGAGCGTGGGTCTTCCCCGGAAG 180

Query 181    AGCTTGAGATAGAGCCCGTCTCGCCGGCCACGGTGGGGTTCAACGGAACCTGCGGAAG 240
      |||
Sbjct 181    AGCTTGAGATAGAGCCCGTCTCGCCGGCCACGGTGGGGTTCAACGGAACCTGCGGAAG 240

Query 241    GATCATGCCAGAGTAAAACGGCGTCCGCGCCACTTATTCTCACCTATGTTTACCACACC 300
      |||
Sbjct 241    GATCATTAAAGAGTAAAACGGCGTCCGCGCCACTTATTCTCACCTATGTTTACCACACC 300

Query 301    TTTTGTGCCTTGGCGCACTGCGCCAGCGGATCAAAACTCGTGAATCATTGCTGTCTGAG 360
      |||
Sbjct 301    TTTTGTGCCTTGGCGCACTGCGCCAGCGGATCAAAACTCGTGAATCATTGCTGTCTGAG 360

Query 361    TACTCCCTAATAGTTAAAACCTTCAACAACGGATCTCTTGGTTCTGGCATCGATGAAGAA 420
      |||
Sbjct 361    TACTATATAATAGTTAAAACCTTCAACAACGGATCTCTTGGTTCTGGCATCGATGAAGAA 420

Query 421    CGCAGCGAAATGCGAAAAGTAATGTGAATTGCAGAATTCAGTGAATCATCGAATCTTTGA 480
      |||
Sbjct 421    CGCAGCGAAATGCGATAAGTAATGTGAATTGCAGAATTCAGTGAATCATCGAATCTTTGA 480

Query 481    ACGCACATTGCGCCCTCTGGTATTCGGGGGGCATGCCTGTTTCGAGCGTCATTACAACCC 540
      |||
Sbjct 481    ACGCACATTGCGCCCTCTGGTATTCGGGGGGCATGCCTGTTTCGAGCGTCATTACAACCC 540

Query 541    TCTTCTCTGCTTGGTATTGGGCTCGCCCTGTAGGGCCTGCCTCAAAGCTAGTGGCGGCC 600
      ||
Sbjct 541    TCAAGCTCTGCTTGGTATTGGGCTCGCCCTGTAGGGCCTGCCTCAAAGCTAGTGGCGGCC 600

```





```

Query 414 TGAAGAACGCAGCGAAATGCGAAAAGTAATGTGAATTGCAGAATTCAGTGAATCATCGAA 473
          |||
Sbjct 429 TGAAGAACGCAGCGAAATGCGATAAGTAATGTGAATTGCAGAATTCAGTGAATCATCGAA 488

Query 474 TCTTTGAACGCACATTGCGCCCTCTGGTATTCGGGGGGGCATGCCTGTTTCGAGCGTCATT 533
          |||
Sbjct 489 TCTTTGAACGCACATTGCGCCCTCTGGTATTCGGGGGGGCATGCCTGTTTCGAGCGTCATT 548

Query 534 ACAACCCTCTTTCTCTGCTTGGTATTGGGCTCGCCCTG-T-A---GGGCCT-GCCTCAAA 587
          |||
Sbjct 549 ACAACCCTCAAGCTCTGCTTGGTGTGAGCCCGCCCGCTTACCCGGGGCTCGCTTCAAA 608

Query 588 GCTAGTGGCGGCCACCGTCCGACCTTCAAAGCAGTACTACTTATCGTTTGTAGGGA-GGC 646
          |||
Sbjct 609 ATCAGTGGCGGCCCGCGTCCGACCTTCAAGCAGTAAATGCTCGTCGCTGTTAGGGAAGGG 668

Query 647 TGG-GCTCACCCGTCATCACAAACCCCACTTTACAAGGTTGACCTCGTTTCAGGTAGGGA 705
          |||
Sbjct 669 TGGCGAGCGCC-GTCAT-ACAACCCAC---ACAAGGTTGACCTCGGATCAGGTAGG-A 722

Query 706 TACCCGCTGAACTTAAGCATATCAATAAGC 735
          ||
Sbjct 723 TA-CCGCTGAACTTAAGCATATCAATAAGC 751

```

**Annexe 2. Aligement des unités génomiques de l'ADNr incluant les régions ITS1, ITS2, 18S, 5.8S et 28S de l'isolat *Apiognomonina (Discula) quercina* avec l'isolat (*D. quercina*) D38 (GQ452265).**

*Discula quercina* strain D38 18S ribosomal RNA gene, partial sequence; internal transcribed spacer 1, 5.8S ribosomal RNA gene, and internal transcribed spacer 2, complete sequence; and 28S ribosomal RNA gene, partial sequence  
Sequence ID: gb|GQ452265.1|Length: 614Number of Matches: 1 (97%)

```

Query 1 TTAGAGGAAGTAAGAGTCGTAACAAGGTCTCCGTTGGTGAA-GGGCGGAGGGATCATTC 59
      |||
Sbjct 1 TTAGAGGAAGTAAAAGTCGTAACAAGGTCTCCGTTGGTGAACCAGCGGAGGGATCATTC 60

Query 60 TGGAACAAACGCCCTCACGGGTGCTA-AAAGAAACCCTTTGTGAATTATTCTCATTGTTG 118
      |||
Sbjct 61 TGGAACAAACGCCCTCACGGGTGCTACCCAGAAACCCTTTGTGAATTATTCTCATTGTTG 120

Query 119 CCTCGGCATTGACTGGCCTCTTCTGGAGGTCCCTTTCTCTTCGGGGAAAGGAGCAGGTCG 178
      |||
Sbjct 121 CCTCGGCATTGACTGGCCTCTTCTGGAGGTCCCTTTCTCTTCGGGGAAAGGAGCAGGTCG 180

Query 179 CCCGGTGGCCCTATAAACTCTTTGTTTTTACAGTGTATCTTCTGAGTAAACAACATATAAA 238
      |||
Sbjct 181 GCCGGTGGCCCTATAAACTCTTTGTTTTTACAGTGTATCTTCTGAGTAAACAACATATAAA 240

Query 239 TGAATCAAACCTTTTAACAACGGATCTCTTGG---TAAAATCGATGAAGAACGCAGCGAA 295
      |||
Sbjct 241 TGAATCAAACCTTTTAACAACGGATCTCTTGGTCTGGCATCGATGAAGAACGCAGCGAA 300

Query 296 ATGCGATAAGTAATGTGAATTGCAGAATTCAGTGAATCATCGAATCTTTGAACGCACATT 355
      |||
Sbjct 301 ATGCGATAAGTAATGTGAATTGCAGAATTCAGTGAATCATCGAATCTTTGAACGCACATT 360

Query 356 GCGCCCGCTGGTATTCAGCGGGCATGCCTGTTTCGAGCGTCATTTCAACCCTCAAACCTT 415
      |||
Sbjct 361 GCGCCCGCTGGTATTCAGCGGGCATGCCTGTTTCGAGCGTCATTTCAACCCTCAAACCTT 420

Query 416 CGGTTTTGGTGTGGAGGAATACTTGTAAGAGTACCCTCTGAAATTTAGTGGCGGGCT 475
      |||
Sbjct 421 CGGTTTTGGTGTGGAGGAATACTTGTAAGAGTACCCTCTGAAATTTAGTGGCGGGCT 480

Query 476 CGCTAGAATTTTGATT-T-GTAATTTTATACCTCGTTTATAAAGACTAGCGGTTTT-TTG 532
      |||
Sbjct 481 CGCTAGAATTTTGAGCGTAGTAATTTTATACCTCGTTTATAAAGACTAGCGGTTCTCTTG 540

Query 533 CCGTAAAAcccccccAACTTTCTGAAAATTGACCTCGGATCAGGTAGGAATACCCGCTGA 592
      |||
Sbjct 541 CCGTAAACCCCCCAACTTTCTGAAAATTGACCTCGGATCAGGTAGGAATACCCGCTGA 600

Query 593 ACT 595
      |||
Sbjct 601 ACT 603

```

**Annexe 3. Aligement des unités génomiques de l'ADNr incluant les régions 5.8S, ITS1 et ITS2 de l'isolat identifié comme *Fusarium larvarum* avec celles de l'isolat de la même espèce fongique, souche BLD5 (FN868469)**

*Fusarium larvarum* genomic DNA containing ITS1, 5.8S rRNA gene, ITS2, strain BLD5  
Sequence ID: emb|FN868469.1|Length: 603Number of Matches: 1 98%

```

Query 1 CTTGGTCATTTAGAGGAAGTAAAAGGCGTAACAGGGTCTCCGTTGGTGAACCAGCGGAGG 60
      |||
Sbjct 1 CTTGGTCATTTAGAGGAAGTAAAAGTCGTAACAAGTCTCCGTTGGTGAACCAGCGGAGG 60

Query 61 GATCGTTACCGAGGTTACAACCTCCCAAACCCCTGTGAACATACCTATCGTTGCTTCGGCG 120
      |||
Sbjct 61 GATCATTACCGAGTTTACAACCTCCCAAACCCCTGTGAACATACCTATCGTTGCTTCGGCG 120

Query 121 GGTCTCGCCCCGGCGCGGTCTGGGCCAAACTCAGGCGCAAACGGGAGGACCTAATCTCTT 180
      |||
Sbjct 121 GGTCTCGCCCCGGCGCCCTCGGGCCCGGACTCAGGCGCCCGCGGAGGACCTAAACTCTT 180

Query 181 GTCTGGATGAGTATCTTCTGAGTGACACAAGTAAATAAATCAAACCTTCAACAACGGAT 240
      |||
Sbjct 181 GTCTTTATGAGTATCTTCTGAGTGACACAAGTAAATAAATCAAACCTTCAACAACGGAT 240

Query 241 CTCTTGGTTCTGGCATCGATGAAGAACGCGAGCGAAATGCGATAAGTAATGTGAATTGCAG 300
      |||
Sbjct 241 CTCTTGGTTCTGGCATCGATGAAGAACGCGAGCGAAATGCGATAAGTAATGTGAATTGCAG 300

Query 301 AATTCGGTGAATCATCGAATCTTTGAACGCACATTGCGCCCGCTAGTATTCTGGCGGGCA 360
      |||
Sbjct 301 AATTCGGTGAATCATCGAATCTTTGAACGCACATTGCGCCCGCTAGTATTCTGGCGGGCA 360

Query 361 TGCCTGTTCGAGCGTCATTTCAACCCTCAAGCCCCCGGGCTTGGTGTGGGGTTCGGCC 420
      |||
Sbjct 361 TGCCTGTTCGAGCGTCATTTCAACCCTCAAGCCCCCGGGCTTGGTGTGGGGTTCGGCC 420

Query 421 CGCCCCTAGCGGCGCGCGTCCCCGAAATCTAGTGGCGGTCTCGCGATAGCCTCCTCTGC 480
      |||
Sbjct 421 CGCCCCTAGCGGCGCGCGTCCCCGAAATCTAGTGGCGGTCTCGCGATAGCCTCCTCTGC 480

Query 481 GTAGTAGCAATATCTCGCACTGGGACTGAGCAAGGCCACGCCGTTAAACCCCCACTTCT 540
      |||
Sbjct 481 GTAGTAGCAATATCTCGCACTGGGACTGAGCAAGGCCACGCCGTTAAACCCCCACTTCT 540

Query 541 GAAGGTTGACCTCGGATCAGGTAGGAATACCCGCTGAACTTAAGCATATCAATAAGCGGA 600
      |||
Sbjct 541 GAAGGTTGACCTCGGATCAGGTAGGAATACCCGCTGAACTTAAGCATATCAATAAGCGGA 600

Query 601 GGA 603
      |||
Sbjct 601 GGA 603

```



**Annexe 5. Aligement des unités génomiques de l'ADNr incluant les régions ITS1, 5.8S, ITS2 et 28S de l'isolat identifié comme *Pestalotia algeriensis* avec celles des isolats *Pestalotiopsis cf. algeriensis* SD077 (JQ683718) et *Pestalotiopsis humus* CBS 115450.**

*Pestalotiopsis cf. algeriensis* SD077 internal transcribed spacer 1, partial sequence; 5.8S ribosomal RNA gene and internal transcribed spacer 2, complete sequence; and 28S ribosomal RNA gene, partial sequence  
Sequence ID: gb|JQ683718.1|Length: 539Number of Matches: 1 99%

```

Query 6      CATTATAGAGTTTTCTAAACTCCCAACCCATGTGAACTTACCATTGTTGCCTCGGCAGAA 65
            |
Sbjct 1      CATTATAGAGTTTTCTAAACTCCCAACCCATGTGAACTTACCATTGTTGCCTCGGCAGAA 60

Query 66     GCTGCTCGGGGCGCCTTACCTTGGAACGGCCGACCCTGTAGCGCCTTACCCTGGAACGGC 125
            |
Sbjct 61     GCTGCTCGGGGCGCCTTACCTTGGAACGGCCGACCCTGTAGCGCCTTACCCTGGAACGGC 120

Query 126    TTACCCTGCAACGGCTGCCGGTGGACTACCAAACCTCTGTTATTTTATGGTTATCTGAGC 185
            |
Sbjct 121    TTACCCTGCAACGGCTGCCGGTGGACTACCAAACCTCTGTTATTTTATGGTTATCTGAGC 180

Query 186    GTCTTATTTTAATAAGTCAAACCTTCAACAACGGATCTCTTGGTTCTGGCATCGATGAA 245
            |
Sbjct 181    GTCTTATTTTAATAAGTCAAACCTTCAACAACGGATCTCTTGGTTCTGGCATCGATGAA 240

Query 246    GAACGCAGCGAAATGCGATAAGTAATGTGAATTGCAGAATTCAGTGAATCATCGAATCTT 305
            |
Sbjct 241    GAACGCAGCGAAATGCGATAAGTAATGTGAATTGCAGAATTCAGTGAATCATCGAATCTT 300

Query 306    TGAACGCACATTGCGCCATTAGTATTCTAGTGGGCATGCCTGTTGAGCGTCATTTCAA 365
            |
Sbjct 301    TGAACGCACATTGCGCCATTAGTATTCTAGTGGGCATGCCTGTTGAGCGTCATTTCAA 360

Query 366    CCCTAAGCCTAGCTTAGTGTTGGGAGCCTACTGCTTTTGCTAGCTGTAGCTCCTGAAAT 425
            |
Sbjct 361    CCCTAAGCCTAGCTTAGTGTTGGGAGCCTACTGCTTTTGCTAGCTGTAGCTCCTGAAAT 420

Query 426    ACAACGGCGGATCTGCGATATCCTCTGAGCGTAGTAATTTTATCTCGCTTTTACTGGA 485
            |
Sbjct 421    ACAACGGCGGATCTGCGATATCCTCTGAGCGTAGTAATTTTATCTCGCTTTTACTGGA 480

Query 486    GTTGCAGCGTCTTTAGCCGCTAAACCCCAATTTTAAATGGTTGACCTCGG 537
            |
Sbjct 481    GTTGCAGCGTCTTTAGCCGCTAAACCCCAATTTTAAATGGTTGACCTCGG 532

```

*Pestalotiopsis humus* strain CBS 115450 18S ribosomal RNA gene, partial sequence; internal transcribed spacer 1, 5.8S ribosomal RNA gene, and internal transcribed spacer 2, complete sequence; and 28S ribosomal RNA gene, partial sequence

```

Query 1      GGGATCATTATAGAGTTTTCTAAACTCCCAACCCATGTGAACTTACCATTGTTGCCTCGG 60
            |
Sbjct 32     GGGATCATTATAGAGTTTTCTAAACTCCCAACCCATGTGAACTTACCATTGTTGCCTCGG 91

```

Query 61 CAGAAGCTGCTCGGGGCGCCTTACCTTGGAACGGCCGACCCTGTAGCGCCTTACCCTGGA 120  
 |||  
 Sbjct 92 CAGAAGCTGCTCGGGGCGCCTTACCTTGGAACGGCCGACCCTGTAGCGCCTTACCCTGGA 151

Query 121 ACGGCTTACCCTGCAACGGCTGCCGGTGGACTACCAAACCTCTTGTTATTTTATGGTTATC 180  
 |||  
 Sbjct 152 ACGGCTTACCCTGCAACGGCTGCCGGTGGACTACCAAACCTCTTGTTATTTTATGGTTATC 211

Query 181 TGAGCGTCTTATTTTAATAAGTCAAACTTTCAACAACGGATCTCTGGTTCTGGCATCG 240  
 |||  
 Sbjct 212 TGAGCGTCTTATTTTAATAAGTCAAACTTTCAACAACGGATCTCTGGTTCTGGCATCG 271

Query 241 ATGAAGAACGCAGCGAAATGCGATAAGTAATGTGAATTGCAGAATTCAGTGAATCATCGA 300  
 |||  
 Sbjct 272 ATGAAGAACGCAGCGAAATGCGATAAGTAATGTGAATTGCAGAATTCAGTGAATCATCGA 331

Query 301 ATCTTTGAACGCACATTGCGCCCATTAGTATTCTAGTGGGCATGCCTGTTGAGCGTCAT 360  
 |||  
 Sbjct 332 ATCTTTGAACGCACATTGCGCCCATTAGTATTCTAGTGGGCATGCCTGTTGAGCGTCAT 391

Query 361 TTCAACCCTTAAGCCTAGCTTAGTGTGGGAGCCTACTGCTTTTGCTAGCTGTAGCTCCT 420  
 |||  
 Sbjct 392 TTCAACCCTTAAGCCTAGCTTAGTGTGGGAGCCTACTGCTTTTGCTAGCTGTAGCTCCT 451

Query 421 GAAATACAACGGCGGATCTGCGATATCCTCTGAGCGTAGTAATTTTATCTCGCTTTTGA 480  
 |||  
 Sbjct 452 GAAATACAACGGCGGATCTGCGATATCCTCTGAGCGTAGTAATTTTATCTCGCTTTTGA 511

Query 481 CTGGAGTTGCAGCGTCTTTAGCCGCTAAACCCCAATTTTAAATGGTTGACCTCGG 537  
 |||  
 Sbjct 512 CTGGAGTTGCAGCGTCTTTAGCCGCTAAACCCCAATTTTAAATGGTTGACCTCGG 568

**Tableau a1.** Statut de l'infection des fragments d'aiguilles de *C. atlantica* par les principaux mycotaxons endophytes caractérisés (station de Tougurt)

(Eté 2010)

MYCOTAXON	A1	A2	A3	A4	A5	A6	A7	A8	A9	A10	A11	A12	NTFI	FC%																											
<i>Alternaria alternata</i>	2	0	0	2	1	1	1	2	2	3	2	3	0	0	0	0	0	1	0	0	1	0	1	2	0	1	0	1	1	0	0	0	0	0	0	28	9,72				
<i>Aureobasidium pullulans</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3	1,04			
<i>Epicoccum</i> sp.	1	2	1	1	1	0	0	0	0	0	1	1	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	12	4,16			
<i>Cladosporium cladosporioides</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00		
<i>Curvularia</i> sp.	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	7	2,43			
<i>Fusarium larvarum</i>	1	2	1	1	0	1	1	1	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	1	1	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	15	5,20			
<i>Phyllosticta</i> sp. 01	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	10	3,47			
<i>Paecilomyces</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00			
<i>Lophodermium cedrinum</i>	1	2	1	1	3	3	1	0	0	0	0	0	1	2	2	2	2	1	1	1	1	0	2	3	3	1	2	2	3	3	2	5	0	1	2	2	2	58	20,13		
<i>Brachyспорium</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00			
<i>Botryodiplodia</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00			
<i>Trichoderma</i> sp.	1	1	1	1	0	1	1	1	1	0	2	1	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	2	16	5,55
<i>Pestalotiopsis</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00		
<i>Gliocladium</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	1	1	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	6	2,08		
<i>Arthrinium phaeospermum</i>	2	1	2	1	1	1	1	0	1	1	2	0	0	0	0	0	0	1	1	2	0	0	0	3	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	23	7,98			
<i>Drechslera</i> sp.	1	2	1	1	1	1	0	0	0	0	1	1	0	1	1	1	1	0	0	2	2	2	2	2	2	1	1	0	1	1	0	1	0	0	1	1	32	11,11			
<i>Ulocladium</i> sp. 01	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00			

A : arbre échantillonné. NTFI : nombre total de fragments infectés. FC% : fréquence de colonisation (d'infection) en %.

(Automne 2010)

MYCOTAXON	A1	A2	A3	A4	A5	A6	A7	A8	A9	A10	A11	A12	NTFI	FC%																									
<i>Alternaria alternata</i>	2	3	3	3	3	0	0	2	4	1	2	4	1	4	1	2	5	6	1	2	5	6	1	0	1	2	1	2	3	2	5	1	2	2	90	31,25			
<i>Aureobasidium pullulans</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	2	2	1	4	5	1	0	0	1	1	1	1	1	1	0	1	1	0	0	0	0	0	25	8,68		
<i>Epicoccum</i> sp.	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	1	2	1	1	1	2	1	2	2	1	1	2	2	1	2	4	1	2	1	1	1	1	0	0	37	12,84			
<i>Cladosporium cladosporioides</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00		
<i>Curvularia</i> sp.	0	1	1	0	1	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	1	1	1	1	1	1	1	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	1	17	5,90	
<i>Fusarium larvarum</i>	2	1	2	2	3	2	2	1	4	1	4	1	1	2	4	4	2	1	1	1	0	1	4	4	1	2	3	2	2	2	1	0	0	1	0	66	22,91		
<i>Phyllosticta</i> sp. 01	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	7	2,43		
<i>Paecilomyces</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Lophodermium cedrinum</i>	4	5	4	4	5	5	4	1	2	2	4	1	2	4	2	4	4	2	6	5	4	4	2	2	2	2	1	4	4	5	6	6	0	1	2	1	116	40,27	
<i>Brachyспорium</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Botryodiplodia</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Trichoderma</i> sp.	2	1	1	0	1	1	1	1	1	1	0	0	1	0	0	1	1	2	2	1	0	1	1	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	1	1	0	1	27	9,37
<i>Pestalotiopsis</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Gliocladium</i> sp.	0	1	2	2	2	2	0	0	1	1	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	16	5,55
<i>Arthrinium phaeospermum</i>	2	2	2	2	1	1	4	0	1	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	2	2	2	2	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	31	10,76		
<i>Drechslera</i> sp.	3	3	2	3	3	3	3	2	1	0	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	0	2	2	1	0	2	1	0	1	2	1	2	1	2	0	3	53	18,40	
<i>Ulocladium</i> sp. 01	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	

A : arbre échantillonné. NTFI : nombre total de fragments infectés. FC% : fréquence de colonisation (d'infection) en %.

Tableau a1. (suite)

(Hiver 2011)

MYCOTAXON	A1	A2	A3	A4	A5	A6	A7	A8	A9	A10	A11	A12	NTFI	FC%																									
<i>Alternaria alternata</i>	1	0	0	1	1	0	1	0	0	1	1	1	1	1	1	1	2	1	0	0	1	1	0	0	1	21	7,29												
<i>Aureobasidium pullulans</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	1	0	0	2	0,69									
<i>Epicoccum</i> sp.	0	2	2	2	1	1	0	1	1	0	0	1	1	0	1	2	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	19	6,59									
<i>Cladosporium cladosporioides</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00									
<i>Curvularia</i> sp.	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	1	0	0	1	2	2	1	2	1	0	0	0	0	1	0	15	5,20			
<i>Fusarium larvarum</i>	1	1	2	3	3	2	1	0	1	2	1	0	4	4	1	2	0	0	1	0	0	0	1	1	1	1	0	0	0	0	0	1	0	0	0	34	11,80		
<i>Phyllosticta</i> sp. 01	0	0	0	0	0	1	1	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	5	1,37		
<i>Paecilomyces</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00		
<i>Lophodermium cedrinum</i>	5	5	4	4	4	1	1	1	3	3	4	1	0	1	4	2	1	3	3	5	5	2	1	0	0	0	2	1	4	1	1	4	4	1	0	0	81	28,12	
<i>Brachyспорium</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00		
<i>Botryodiplodia</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00		
<i>Trichoderma</i> sp.	2	2	2	1	2	1	1	1	0	0	1	1	2	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0	1	1	1	0	1	0	1	0	1	0	0	0	0	24	8,33	
<i>Pestalotiopsis</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00		
<i>Gliocladium</i> sp.	0	1	2	2	2	2	2	0	0	1	1	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	1	17	5,90	
<i>Arthrinium phaeospermum</i>	2	2	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	0	0	0	0	0	2	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	27	9,37
<i>Drechslera</i> sp.	3	3	4	4	1	0	1	1	2	2	1	2	2	2	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3	3	35	12,15	
<i>Ulocladium</i> sp. 01	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00		

A : arbre échantillonné. NTFI : nombre total de fragments infectés. FC% : fréquence de colonisation (d'infection) en %.

(Printemps 2011)

MYCOTAXON	A1	A2	A3	A4	A5	A6	A7	A8	A9	A10	A11	A12	NTFI	FC%																								
<i>Alternaria alternata</i>	1	1	1	1	2	2	1	4	1	2	1	1	4	1	3	2	2	1	2	1	0	2	2	2	2	1	1	1	2	2	2	2	2	1	3	3	62	21,52
<i>Aureobasidium pullulans</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	2	0	1	3	3	2	1	0	0	0	1	1	1	1	17	5,90	
<i>Epicoccum</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	2	2	1	2	1	0	2	1	0	1	0	1	1	0	0	0	0	0	0	2	2	2	2	2	2	29	10,06
<i>Cladosporium cladosporioides</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Curvularia</i> sp.	0	0	0	2	3	3	3	2	2	2	1	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	27	9,37
<i>Fusarium larvarum</i>	2	1	2	1	0	1	4	1	1	2	2	1	0	1	1	1	2	2	2	1	0	1	1	1	0	1	1	1	0	1	1	1	0	0	0	39	13,54	
<i>Phyllosticta</i> sp. 01	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	8	2,77
<i>Paecilomyces</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Lophodermium cedrinum</i>	5	5	6	5	5	2	4	5	4	4	4	5	4	1	4	4	1	4	4	1	1	4	6	6	4	1	0	0	1	0	0	0	0	4	2	2	112	38,88
<i>Brachyспорium</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Botryodiplodia</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Trichoderma</i> sp.	2	2	1	1	1	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	16	5,55
<i>Pestalotiopsis</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Gliocladium</i> sp.	2	2	2	2	2	2	2	2	3	3	2	0	1	1	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	1	1	34	11,80
<i>Arthrinium phaeospermum</i>	3	3	2	1	0	0	0	0	0	1	0	0	1	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	1	1	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	16	5,55	
<i>Drechslera</i> sp.	2	2	1	0	1	1	1	4	4	4	1	1	0	1	4	1	1	0	0	0	0	1	1	1	1	1	1	1	0	0	0	0	1	1	1	40	13,88	
<i>Ulocladium</i> sp. 01	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	

A : arbre échantillonné. NTFI : nombre total de fragments infectés. FC% : fréquence de colonisation (d'infection) en %.



**Tableau a2.** Statut de l'infection des fragments d'aiguilles de *C. atlantica* par les principaux mycotaxons endophytes caractérisés (station de Dj. Bordjem)  
(Eté 2010)

MYCOTAXON	A1	A2	A3	A4	A5	A6	A7	A8	A9	A10	A11	A12	NTFI	FC%																									
<i>Alternaria alternata</i>	1	1	1	0	0	1	0	0	0	1	1	1	2	1	1	1	1	2	2	1	0	1	2	1	0	2	1	0	0	1	2	32	11,11						
<i>Aureobasidium pullulans</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00				
<i>Epicoccum</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	1	0	1	1	0	0	0	1	0	0	0	1	1	2	2	2	2	0	0	0	0	1	0	17	5,90		
<i>Cladosporium cladosporioides</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	2	0	1	2	3	0	1	2	1	1	1	1	1	1	2	3	3	28	9,72		
<i>Curvularia</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00		
<i>Fusarium larvarum</i>	1	2	2	2	2	2	2	1	1	1	1	1	1	1	0	1	2	1	0	0	1	2	2	3	1	0	0	1	4	1	0	1	4	1	1	1	48	16,66	
<i>Phyllosticta</i> sp. 01	2	2	1	0	0	0	1	1	1	0	1	1	1	2	1	2	1	1	2	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	22	7,63	
<i>Paecilomyces</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	5	1,73		
<i>Lophodermium cedrinum</i>	2	2	1	1	1	2	2	2	1	2	3	4	4	1	0	0	1	4	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	2	1	1	2	2	44	15,27	
<i>Brachyспорium</i> sp.	1	1	0	0	0	1	1	0	0	1	0	0	0	0	0	1	2	1	0	2	2	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	15	5,20	
<i>Botryodiplodia</i> sp.	1	2	1	0	0	0	1	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	1	1	1	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	14	4,86		
<i>Trichoderma</i> sp.	1	1	1	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	1	1	1	1	0	1	17	5,90	
<i>Pestalotiopsis</i> sp.	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0	8	2,77		
<i>Gliocladium</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Arthrinium phaeospermum</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0,34		
<i>Drechslera</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	2	0	7	2,43
<i>Ulocladium</i> sp. 01	0	1	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	0	0	1	2	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	18	6,25		

A : arbre échantillonné. NTFI : nombre total de fragments infectés. FC% : fréquence de colonisation (d'infection) en %.

(Automne 2010)

MYCOTAXON	A1	A2	A3	A4	A5	A6	A7	A8	A9	A10	A11	A12	NTFI	FC%																									
<i>Alternaria alternata</i>	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	2	2	2	2	2	1	1	1	2	2	2	1	2	1	1	2	2	3	2	0	0	0	0	39	13,54		
<i>Aureobasidium pullulans</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Epicoccum</i> sp.	1	2	1	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0	0	0	0	1	0	0	0	1	1	1	0	0	2	1	0	1	2	2	0	2	22	7,63		
<i>Cladosporium cladosporioides</i>	0	2	2	0	0	0	2	1	0	0	0	3	0	1	1	0	0	0	0	1	1	2	2	2	2	0	1	0	0	1	0	0	4	1	33	11,45			
<i>Curvularia</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00		
<i>Fusarium larvarum</i>	1	2	1	2	1	1	1	0	2	1	0	0	0	0	0	0	2	3	3	2	0	1	1	0	1	1	1	1	0	0	0	0	0	0	0	28	9,72		
<i>Phyllosticta</i> sp. 01	1	0	0	0	0	0	0	1	1	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	2	1	1	0	1	1	0	14	4,86	
<i>Paecilomyces</i> sp.	0	0	0	1	1	1	1	1	1	1	0	1	2	0	0	1	0	2	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3	1	23	7,98		
<i>Lophodermium cedrinum</i>	4	4	5	4	4	1	1	4	1	0	1	4	1	1	1	1	1	1	1	2	1	0	1	1	1	0	1	1	0	0	1	1	0	0	2	52	18,05		
<i>Brachyспорium</i> sp.	2	2	1	0	0	1	1	1	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	1	0	0	0	2	0	16	5,55	
<i>Botryodiplodia</i> sp.	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	2	1	1	2	2	0	1	1	1	2	1	1	1	1	0	1	1	2	1	1	1	1	0	1	2	1	39	13,54	
<i>Trichoderma</i> sp.	5	4	1	0	0	1	2	2	2	2	2	2	2	1	0	0	0	0	0	0	1	1	1	1	1	0	1	1	1	1	1	2	2	1	1	2	44	15,27	
<i>Pestalotiopsis</i> sp.	1	1	2	0	1	1	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	1	1	15	5,20
<i>Gliocladium</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Arthrinium phaeospermum</i>	0	0	1	2	2	2	2	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	1	0	18	6,25	
<i>Drechslera</i> sp.	1	1	1	0	0	0	0	1	1	1	1	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	1	2	17	5,90
<i>Ulocladium</i> sp. 01	0	0	2	1	0	2	2	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	9	3,12		

A : arbre échantillonné. NTFI : nombre total de fragments infectés. FC% : fréquence de colonisation (d'infection) en %.



**Tableau a3.** Statut de l'infection des fragments d'aiguilles de *C. atlantica* par les principaux mycotaxons endophytes caractérisés (station col Telmet)

(Eté 2010)

MYCOTAXON	A1	A2	A3	A4	A5	A6	A7	A8	A9	A10	A11	A12	NTFI	FC%																										
<i>Alternaria alternata</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	2	2	2	1	2	2	1	0	2	0	0	0	0	0	2	1	1	1	1	1	23	7,98			
<i>Aureobasidium pullulans</i>	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	10	3,47		
<i>Epicoccum</i> sp.	0	0	0	1	2	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	1	1	1	1	1	1	1	2	2	2	1	0	0	2	1	1	1	2	29	10,06				
<i>Cladosporium cladosporioides</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00
<i>Curvularia</i> sp.	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	11	3,81	
<i>Fusarium larvarum</i>	2	1	2	2	1	1	0	1	2	2	1	0	0	0	3	3	2	3	2	0	1	2	2	1	1	1	1	2	1	0	1	2	1	0	2	1	47	16,31		
<i>Phyllosticta</i> sp. 01	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	1	1	1	1	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	9	3,12			
<i>Paecilomyces</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Lophodermium cedrinum</i>	2	2	2	1	1	1	1	0	1	2	1	1	0	1	1	0	0	1	2	2	1	2	2	2	3	1	4	4	4	1	2	0	1	2	1	3	55	19,09		
<i>Brachyспорium</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Botryodiplodia</i> sp.	0	0	0	1	1	0	2	1	1	0	0	0	0	0	1	0	1	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0	12	4,16			
<i>Trichoderma</i> sp.	1	1	1	1	1	1	1	1	1	2	0	5	1	2	1	0	4	1	2	1	1	1	1	1	2	0	1	0	0	0	2	0	0	2	0	1	40	13,88		
<i>Pestalotiopsis</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	1	2	1	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	8	2,77		
<i>Gliocladium</i> sp.	1	2	1	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0	2	0	0	0	3	0	0	13	4,51			
<i>Arthrinium phaeospermum</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	1	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	7	2,43			
<i>Drechslera</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00		
<i>Ulocladium</i> sp. 01	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00		

A : arbre échantillonné. NTFI : nombre total de fragments infectés. FC% : fréquence de colonisation (d'infection) en %.

(Automne 2010)

MYCOTAXON	A1	A2	A3	A4	A5	A6	A7	A8	A9	A10	A11	A12	NTFI	FC%																								
<i>Alternaria alternata</i>	2	2	2	1	1	1	1	1	0	1	1	1	1	1	2	2	3	2	1	2	4	5	4	1	4	4	5	4	4	4	1	2	4	1	1	77	26,73	
<i>Aureobasidium pullulans</i>	2	2	3	2	1	4	1	1	1	1	0	0	0	1	1	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	1	0	0	1	27	9,37		
<i>Epicoccum</i> sp.	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	1	1	1	0	0	1	1	0	3	0	0	0	1	0	1	2	1	17	5,90			
<i>Cladosporium cladosporioides</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00
<i>Curvularia</i> sp.	0	1	1	1	1	1	1	1	1	2	1	2	1	2	1	2	3	2	1	1	1	4	1	0	1	1	1	0	1	0	1	2	2	2	2	46	15,97	
<i>Fusarium larvarum</i>	1	1	3	3	3	3	2	5	2	2	1	1	4	1	2	1	1	3	1	1	0	1	1	1	0	2	1	2	2	5	3	2	1	0	0	62	21,52	
<i>Phyllosticta</i> sp. 01	0	0	0	1	1	1	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	5	1,73	
<i>Paecilomyces</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00
<i>Lophodermium cedrinum</i>	5	4	1	0	1	1	1	1	1	2	3	2	2	2	2	5	4	4	1	2	4	1	0	2	2	2	0	3	2	2	1	0	1	2	0	0	66	22,91
<i>Brachyспорium</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00
<i>Botryodiplodia</i> sp.	0	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	17	5,90
<i>Trichoderma</i> sp.	2	2	1	0	3	1	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	2	1	1	0	0	0	0	2	0	17	5,90	
<i>Pestalotiopsis</i> sp.	2	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	1	0	7	2,43		
<i>Gliocladium</i> sp.	0	0	0	0	2	1	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	1	9	3,12	
<i>Arthrinium phaeospermum</i>	1	1	0	1	1	1	1	0	0	0	0	0	0	1	1	1	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	12	4,16		
<i>Drechslera</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Ulocladium</i> sp. 01	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	

A : arbre échantillonné. NTFI : nombre total de fragments infectés. FC% : fréquence de colonisation (d'infection) en %.

Tableau a3. (suite)

(Hiver 2011)

MYCOTAXON	A1	A2	A3	A4	A5	A6	A7	A8	A9	A10	A11	A12	NTFI	FC%																													
<i>Alternaria alternata</i>	2	1	1	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	1	2	1	1	1	1	1	1	1	1	4	2	2	2	6	1	0	0	0	1	0	2	2	40	13,88		
<i>Aureobasidium pullulans</i>	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	9	3,12	
<i>Epicoccum</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0	0	2	0,69	
<i>Cladosporium cladosporioides</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00
<i>Curvularia</i> sp.	0	0	0	0	0	0	1	1	1	1	1	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	7	2,43	
<i>Fusarium larvarum</i>	1	2	2	2	2	1	0	1	0	1	1	0	0	1	1	1	1	0	2	1	1	0	0	1	1	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	25	8,68		
<i>Phyllosticta</i> sp. 01	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0,34		
<i>Paecilomyces</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Lophodermium cedrinum</i>	2	1	1	0	0	0	0	0	2	1	1	1	1	1	1	2	2	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4	3	2	1	0	2	0	0	0	0	0	0	4	60	20,83		
<i>Brachyспорium</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Botryodiplodia</i> sp.	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0,69	
<i>Trichoderma</i> sp.	1	0	0	0	0	0	0	1	1	1	1	1	2	2	0	0	0	0	1	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	13	4,51	
<i>Pestalotiopsis</i> sp.	1	0	0	0	0	1	1	1	1	1	2	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	12	4,16	
<i>Gliocladium</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3	1,04		
<i>Arthrinium phaeospermum</i>	1	1	1	1	1	0	1	1	0	0	0	0	0	1	1	1	1	1	1	1	1	2	1	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	20	6,94		
<i>Drechslera</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Ulocladium</i> sp. 01	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	

A : arbre échantillonné.

NTFI : nombre total de fragments infectés.

FC% : fréquence de colonisation (d'infection) en %.

(Printemps 2011)

MYCOTAXON	A1	A2	A3	A4	A5	A6	A7	A8	A9	A10	A11	A12	NTFI	FC%																											
<i>Alternaria alternata</i>	3	2	1	4	1	4	4	5	4	2	2	2	4	4	2	1	3	3	3	2	1	2	1	0	2	1	1	0	1	0	2	3	3	3	3	3	3	82	28,47		
<i>Aureobasidium pullulans</i>	0	0	0	0	2	2	2	2	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	13	4,51
<i>Epicoccum</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	1	0	0,34	
<i>Cladosporium cladosporioides</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00
<i>Curvularia</i> sp.	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	2	0	1	2	1	1	0	1	1	1	2	2	2	3	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	22	7,63
<i>Fusarium larvarum</i>	3	3	2	1	0	1	1	0	1	1	1	1	1	1	1	1	0	0	0	1	0	1	1	1	1	1	1	1	0	1	0	0	1	0	0	0	0	30	10,41		
<i>Phyllosticta</i> sp. 01	0	0	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0,69	
<i>Paecilomyces</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00
<i>Lophodermium cedrinum</i>	2	2	1	1	2	1	1	2	3	2	1	2	4	1	5	4	5	6	5	4	1	5	6	6	5	4	7	2	1	0	1	1	1	1	1	2	4	101	35,06		
<i>Brachyспорium</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00
<i>Botryodiplodia</i> sp.	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0,69
<i>Trichoderma</i> sp.	0	0	1	1	0	1	1	1	2	1	1	2	0	0	0	0	1	1	1	1	1	1	1	1	0	2	2	1	1	2	1	1	0	2	0	0	0	31	10,76		
<i>Pestalotiopsis</i> sp.	1	1	1	2	1	1	1	1	1	3	2	2	1	1	1	1	1	0	0	0	1	0	1	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	27	9,37	
<i>Gliocladium</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	1	1	1	1	1	0	0	0	0	1	1	2	2	1	0	0	0	0	0	2	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	16	5,55		
<i>Arthrinium phaeospermum</i>	2	2	0	1	1	0	1	2	0	0	0	0	1	0	0	1	0	0	1	0	1	0	1	0	1	0	1	1	0	0	1	1	1	0	0	1	21	7,29			
<i>Drechslera</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00
<i>Ulocladium</i> sp. 01	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00

A : arbre échantillonné.

NTFI : nombre total de fragments infectés.

FC% : fréquence de colonisation (d'infection) en %.

Tableau a4. Statut de l'infection des fragments foliaires de *Q. ilex* par les différents mycotaxons endophytes caractérisés (station de Dj. Tougurt)

MYCOTAXON	A1	A2	A3	A4	A5	A6	A7	A8	A9	A10	A11	A12	NTFI	FC%																								
<i>Alternaria alternata</i>	0	0	0	1	1	0	1	0	1	2	1	1	2	1	2	2	3	1	1	2	0	0	1	3	2	1	0	0	0	2	3	3	1	2	0	40	18,52	
<i>Alternaria macrospora</i>	0	2	0	0	2	0	1	0	0	0	1	1	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	2	3	1	0	0	1	0	18	8,33				
<i>Alternaria sp. 01</i>	0	0	1	0	1	1	1	1	0	1	0	1	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	10	4,63				
<i>Alternaria sp. 02</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00			
<i>Apiognomonina quercina</i>	2	1	1	2	3	1	0	0	0	2	3	1	1	4	2	1	2	1	1	2	1	3	2	3	1	1	3	1	1	2	2	1	2	1	1	0	55	25,46
<i>Apiognomonina sp.</i>	0	0	1	0	0	0	1	0	0	2	0	0	1	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	6	2,78		
<i>Ascochyta quercus</i>	3	0	1	1	2	1	1	1	0	0	0	0	0	1	0	0	1	0	1	0	0	2	1	1	0	1	1	1	0	1	0	1	0	24	11,11			
<i>Aspergillus niger</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00		
<i>Aspergillus sp. 02</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00		
<i>Bipolaris sp.</i>	0	1	1	1	1	0	0	0	0	0	1	1	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	1	0	0	0	11	5,09		
<i>Biscogniauxia sp.</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00		
<i>Cladosporium herbarum</i>	0	2	2	0	0	0	0	0	0	2	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	1	0	0	2	0	1	1	0	1	0	15	6,94			
<i>Coryneum sp.</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3	1,39			
<i>Cryptosporiopsis sp.</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0,93			
<i>Cylindrocarpon sp.</i>	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	4	1,85		
<i>Diplodia mutila</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00		
<i>Epicoccum purpurascens</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00		
<i>Epidochium sp.</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00		
<i>Fusarium lateritium</i>	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	5	2,31		
<i>Fusarium sp. 04</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00		
<i>Geniculosporium sp.</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00		
<i>Hyphomycètes 01</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	8	3,70		
<i>Hyphomycètes 02</i>	1	1	0	1	1	1	0	1	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	13	6,02		
<i>Mycelia sterilia 03</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0,46			
<i>Mycena quercus-ilicis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00		
<i>Neotyphodium sp. 02</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00		
<i>Nodulisporium sp.</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00		
<i>Penicillium sp. 03</i>	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	4	1,85			
<i>Pestalotia algeriensis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00		
<i>Phomopsis sp. 02</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	1	0	0	0	0	1	1	1	1	0	0	0	0	0	0	0	7	3,24			
<i>Phyllosticta sp. 02</i>	0	1	2	1	1	2	1	1	0	1	1	2	1	1	0	1	1	0	1	1	0	0	0	0	2	2	1	2	0	1	0	2	2	0	31	14,35		
<i>Rhizoctonia sp.</i>	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3	1,39			
<i>Taphrina sp.</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	2	0	0	1	1	0	0	0	0	0	6	2,78			
<i>Tomentella sp.</i>	1	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	4	1,85				
<i>Ulocladium sp. 02</i>	0	0	0	0	0	2	1	2	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	1	0	0	9	4,17				
<i>Verticillium sp. 02</i>	0	1	1	0	1	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	6	2,78				

A : arbre échantillonné. NTFI : nombre total de fragments infectés. FC% : fréquence de colonisation (d'infection) en %.

Tableau a5. Statut de l'infection des fragments foliaires de *Q. ilex* par les différents mycotaxons endophytes caractérisés (station de Dj. Boumerzoug)

MYCOTAXON	A1	A2	A3	A4	A5	A6	A7	A8	A9	A10	A11	A12	NTFI	FC%																								
<i>Alternaria alternata</i>	0	0	1	0	0	0	0	1	0	1	1	1	1	1	0	0	1	0	0	1	0	1	0	1	0	0	0	0	0	0	0	16	7,41					
<i>Alternaria macrospora</i>	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	1	2	1	1	1	2	0	0	0	1	1	0	0	1	2	2	1	2	1	0	0	0	1	0	0	21	9,72	
<i>Alternaria</i> sp. 01	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0,93		
<i>Alternaria</i> sp. 02	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00		
<i>Apiognomonina quercina</i>	0	2	1	1	2	1	1	0	0	3	1	1	3	1	1	3	1	2	1	2	1	2	1	1	1	1	0	1	0	1	1	2	1	1	0	0	41	18,98
<i>Apiognomonina</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00		
<i>Ascochyta quercus</i>	1	0	0	0	0	2	0	1	0	1	1	2	0	1	2	2	0	1	1	1	1	2	2	2	1	2	1	1	1	1	1	2	1	1	0	1	36	16,67
<i>Aspergillus niger</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Aspergillus</i> sp. 02	0	0	1	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	6	2,78	
<i>Bipolaris</i> sp.	0	0	1	0	0	0	2	1	1	0	0	0	0	0	2	1	1	0	1	0	0	0	0	0	0	1	1	1	1	0	0	0	0	0	0	14	6,48	
<i>Biscogniauxia</i> sp.	1	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	1	0	0	0	0	7	3,24	
<i>Cladosporium herbarum</i>	0	1	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	5	2,31		
<i>Coryneum</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0,93	
<i>Cryptosporiopsis</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Cylindrocarpon</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Diplodia mutila</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Epicoccum purpurascens</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0	0	1	2	1	0	0	0	0	0	0	0	6	2,78	
<i>Epidochium</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Fusarium lateritium</i>	0	0	0	1	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	5	2,31	
<i>Fusarium</i> sp. 04	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Geniculosporium</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Hyphomycètes</i> 01	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0,93	
<i>Hyphomycètes</i> 02	0	0	0	2	1	1	0	1	1	0	1	1	1	2	1	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	14	6,48	
<i>Mycelia sterilia</i> 03	0	0	2	1	0	0	0	0	0	1	1	0	2	1	2	1	2	1	1	1	1	1	1	1	11	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	32	14,81	
<i>Mycena quercus-ilicis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Neotyphodium</i> sp. 02	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Nodulisporium</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Penicillium</i> sp. 03	0	0	0	1	0	1	0	1	0	0	1	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	8	3,70	
<i>Pestalotia algeriensis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Phomopsis</i> sp. 02	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Phyllosticta</i> sp. 02	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	1	1	1	1	1	0	0	0	0	1	1	0	1	0	11	5,09	
<i>Rhizoctonia</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Taphrina</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Tomentella</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Ulocladium</i> sp. 02	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0	1	0	1	0	0	1	1	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	1	0	8	3,70
<i>Verticillium</i> sp. 02	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	1	0	0	1	1	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	9	4,17

A : arbre échantillonné. NTFI : nombre total de fragments infectés. FC% : fréquence de colonisation (d'infection) en %.

Tableau a6. Statut de l'infection des fragments foliaires de *Q. ilex* par les différents mycotaxons endophytes caractérisés (station de Djerma)

MYCOTAXON	A1	A2	A3	A4	A5	A6	A7	A8	A9	A10	A11	A12	NTFI	FC%
<i>Alternaria alternata</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00
<i>Alternaria macrospora</i>	0	0	2	1	1	0	1	1	2	1	0	0	23	10,65
<i>Alternaria</i> sp. 01	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00
<i>Alternaria</i> sp. 02	2	0	0	0	0	1	1	0	0	0	0	0	5	2,31
<i>Apiognomonina quercina</i>	1	0	0	2	2	1	0	0	0	0	1	1	18	8,33
<i>Apiognomonina</i> sp.	0	0	1	0	0	1	0	0	1	0	0	1	11	5,09
<i>Ascochyta quercus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00
<i>Aspergillus niger</i>	1	1	1	1	0	0	1	1	0	0	0	0	8	3,70
<i>Aspergillus</i> sp. 02	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00
<i>Bipolaris</i> sp.	2	0	1	0	0	0	0	1	0	0	0	1	7	3,24
<i>Biscogniauxia</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00
<i>Cladosporium herbarum</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0,46
<i>Coryneum</i> sp.	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3	1,39
<i>Cryptosporiopsis</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00
<i>Cylindrocarpon</i> sp.	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0,93
<i>Diplodia mutila</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	7	3,24
<i>Epicoccum purpurascens</i>	0	2	2	1	0	0	0	1	1	1	1	1	18	8,33
<i>Epidochium</i> sp.	0	1	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	2	0,93
<i>Fusarium lateritium</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00
<i>Fusarium</i> sp. 04	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00
<i>Geniculosporium</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	1	1	1	1	0	4	1,85
<i>Hyphomycètes</i> 01	1	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	5	2,31
<i>Hyphomycètes</i> 02	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3	1,39
<i>Mycelia sterilia</i> 03	1	1	1	1	2	1	1	0	2	1	1	1	19	8,80
<i>Mycena quercus-ilicis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00
<i>Neotyphodium</i> sp. 02	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	7	3,24
<i>Nodulisporium</i> sp.	2	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	6	2,78
<i>Penicillium</i> sp. 03	0	0	0	0	0	0	1	1	1	1	0	0	7	3,24
<i>Pestalotia algeriensis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00
<i>Phomopsis</i> sp. 02	0	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	2	0,93
<i>Phyllosticta</i> sp. 02	0	0	2	1	0	1	0	1	1	2	1	1	23	10,65
<i>Rhizoctonia</i> sp.	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	7	3,24
<i>Taphrina</i> sp.	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1	9	4,17
<i>Tomentella</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0,93
<i>Ulocladium</i> sp. 02	0	2	1	2	2	1	1	0	1	0	0	0	13	6,02
<i>Verticillium</i> sp. 02	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00

A : arbre échantillonné. NTFI : nombre total de fragments infectés. FC% : fréquence de colonisation (d'infection) en %.

Tableau a7. Statut de l'infection des fragments foliaires de *Q. ilex* par les différents mycotaxons endophytes caractérisés (station de Dj. Chelia)

MYCOTAXON	A1	A2	A3	A4	A5	A6	A7	A8	A9	A10	A11	A12	NTFI	FC%																						
<i>Alternaria alternata</i>	0	0	0	0	1	0	1	0	0	1	0	0	1	2	1	1	0	2	1	1	0	2	1	1	2	2	2	1	1	1	1	1	29	13,43		
<i>Alternaria macrospora</i>	1	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3	1,39	
<i>Alternaria</i> sp. 01	1	1	1	1	1	1	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	9	4,17		
<i>Alternaria</i> sp. 02	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Apiognomonina quercina</i>	0	0	0	0	2	1	0	1	1	0	0	1	1	0	0	0	1	0	1	1	0	1	1	1	2	1	0	1	1	0	0	0	0	19	8,80	
<i>Apiognomonina</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Ascochyta quercus</i>	1	1	0	1	1	0	0	1	0	1	1	0	2	1	1	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	13	6,02	
<i>Aspergillus niger</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Aspergillus</i> sp. 02	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Bipolaris</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Biscogniauxia</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Cladosporium herbarum</i>	2	4	1	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	2	1	1	1	0	1	0	1	0	1	0	1	1	0	0	0	0	21	9,72	
<i>Coryneum</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Cryptosporiopsis</i> sp.	1	1	1	1	1	1	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	1	2	1	0	0	0	16	7,41
<i>Cylindrocarpon</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0	4	1,85
<i>Diplodia mutila</i>	1	0	1	2	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	6	2,78	
<i>Epicoccum purpurascens</i>	1	0	0	0	1	0	1	0	0	1	0	1	0	1	0	0	0	0	0	0	1	0	2	1	1	1	0	1	0	0	1	0	0	0	14	6,48
<i>Epidochium</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Fusarium lateritium</i>	0	0	0	0	0	0	1	0	1	0	1	2	1	0	1	1	0	0	1	0	0	1	1	0	1	0	0	1	0	0	0	0	1	0	14	6,48
<i>Fusarium</i> sp. 04	2	2	2	2	1	2	1	2	1	1	0	1	0	1	0	0	0	0	0	1	1	2	1	1	1	1	1	2	1	1	0	0	1	0	32	14,81
<i>Geniculosporium</i> sp.	0	0	0	0	1	0	2	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	4	1,85	
<i>Hyphomycètes</i> 01	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Hyphomycètes</i> 02	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Mycelia sterilia</i> 03	0	1	1	0	0	1	0	1	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	2	2	1	0	14	6,48	
<i>Mycena quercus-ilicis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	2	1	0	0	0	6	2,78	
<i>Neotyphodium</i> sp. 02	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0,93	
<i>Nodulisporium</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Penicillium</i> sp. 03	0	2	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	6	2,78	
<i>Pestalotia algeriensis</i>	1	1	2	1	0	1	0	0	0	0	0	1	1	1	1	0	1	2	1	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	1	0	0	0	17	7,87
<i>Phomopsis</i> sp. 02	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0,46	
<i>Phyllosticta</i> sp. 02	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	4	1,85	
<i>Rhizoctonia</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Taphrina</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Tomentella</i> sp.	0	0	1	0	0	0	0	1	0	1	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	7	3,24	
<i>Ulocladium</i> sp. 02	0	0	0	0	1	1	0	0	0	0	1	1	0	0	0	0	2	1	0	0	0	0	1	0	0	0	1	2	1	1	0	0	1	1	16	7,41
<i>Verticillium</i> sp. 02	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	

A : arbre échantillonné. NTFI : nombre total de fragments infectés. FC% : fréquence de colonisation (d'infection) en %.



Tableau a8. Statut de l'infection des fragments foliaires de *Q. ilex* par les différents mycotaxons endophytes caractérisés (station de Dj. Khaled)

MYCOTAXON	A1	A2	A3	A4	A5	A6	A7	A8	A9	A10	A11	A12	NTFI	FC%																					
<i>Alternaria alternata</i>	0	0	0	0	1	0	1	0	0	1	0	0	1	2	1	1	0	2	1	1	0	2	1	1	2	2	2	1	1	1	1	29	13,43		
<i>Alternaria macrospora</i>	1	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3	1,39	
<i>Alternaria sp. 01</i>	1	1	1	1	1	1	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	9	4,17		
<i>Alternaria sp. 02</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Apiognomonina quercina</i>	0	0	0	0	2	1	0	1	1	0	0	1	1	0	0	0	1	0	1	1	0	1	1	1	2	1	0	1	1	0	0	0	19	8,80	
<i>Apiognomonina sp.</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Ascochyta quercus</i>	1	1	0	1	1	0	0	1	0	1	1	0	2	1	1	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	13	6,02	
<i>Aspergillus niger</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Aspergillus sp. 02</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Bipolaris sp.</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Biscogniauxia sp.</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Cladosporium herbarum</i>	2	4	1	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	2	1	1	1	0	1	0	1	0	1	1	0	0	0	0	0	21	9,72	
<i>Coryneum sp.</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Cryptosporiopsis sp.</i>	1	1	1	1	1	1	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	1	2	1	0	0	0	16	7,41
<i>Cylindrocarpon sp.</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0	4	1,85
<i>Diplodia mutila</i>	1	0	1	2	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	6	2,78	
<i>Epicoccum purpurascens</i>	1	0	0	0	1	0	1	0	0	1	0	1	0	1	0	0	0	0	0	0	1	0	2	1	1	1	0	1	0	0	1	0	0	14	6,48
<i>Epidochium sp.</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Fusarium lateritium</i>	0	0	0	0	0	0	0	1	0	1	0	1	2	1	0	1	1	0	0	1	0	0	1	0	0	1	0	0	0	0	1	0	14	6,48	
<i>Fusarium sp. 04</i>	2	2	2	2	1	2	1	2	1	1	0	1	0	1	0	0	0	0	0	1	1	2	1	1	1	1	1	2	1	1	0	0	32	14,81	
<i>Geniculosporium sp.</i>	0	0	0	0	1	0	2	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	4	1,85	
<i>Hyphomycètes 01</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Hyphomycètes 02</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Mycelia sterilia 03</i>	0	1	1	0	0	1	0	1	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	2	2	1	0	14	6,48
<i>Mycena quercus-ilicis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	2	1	0	0	6	2,78	
<i>Neotyphodium sp. 02</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0,93	
<i>Nodulisporium sp.</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Penicillium sp. 03</i>	0	2	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	6	2,78	
<i>Pestalotia algeriensis</i>	1	1	2	1	0	1	0	0	0	0	0	0	1	1	1	1	0	1	2	1	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	1	0	17	7,87	
<i>Phomopsis sp. 02</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0,46	
<i>Phyllosticta sp. 02</i>	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	4	1,85	
<i>Rhizoctonia sp.</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Taphrina sp.</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Tomentella sp.</i>	0	0	1	0	0	0	0	0	1	0	1	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	7	3,24	
<i>Ulocladium sp. 02</i>	0	0	0	0	1	1	0	0	0	0	1	1	0	0	0	0	2	1	0	0	0	0	1	0	0	0	1	2	1	1	0	0	16	7,41	
<i>Verticillium sp. 02</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	

A : arbre échantillonné. NTFI : nombre total de fragments infectés. FC% : fréquence de colonisation (d'infection) en %.

**Tableau a9.** Statut de l'infection des différentes parties foliaires de *F. xanthoxyloides* par les différents mycotaxons endophytes caractérisés (station de Dj. Tougurt)

MYCOTAXON	Limbes																												NTFI	FC%									
	A1	A2	A3	A4	A5	A6	A7	A8	A9	A10	A11	A12	A1	A2	A3	A4	A5	A6	A7	A8	A9	A10	A11	A12															
<i>Actinonema</i> sp.	1	0	0	1	0	0	0	0	1	1	0	1	0	0	0	1	0	1	0	0	0	1	0	0	1	0	0	2	0	0	0	13	6,02						
<i>Alternaria</i> sp.	2	1	1	2	1	2	1	1	2	2	3	2	1	2	1	1	2	4	1	2	4	2	5	4	4	1	2	1	2	3	1	2	1	70	32,41				
<i>Apiognomonina</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00					
<i>Botryodiplodia</i> sp.	0	0	1	1	0	0	1	1	0	0	0	0	0	1	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	1	0	1	1	0	0	0	11	5,09				
<i>Cercospora</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	1	0	0	1	0	0	1	0	0	0	2	1	1	0	1	1	12	5,56				
<i>Chalara</i> sp.	1	0	0	1	0	0	1	1	1	0	1	1	1	2	1	1	1	1	1	0	1	1	0	1	1	1	1	1	1	1	0	0	0	26	12,04				
<i>Cladosporium fraxinicola</i>	0	1	1	0	1	1	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	8	3,70				
COELOMYCETES 01	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00				
<i>Diplodia</i> sp.	1	2	1	2	1	1	0	1	1	2	1	1	0	1	1	0	1	0	0	1	0	1	0	0	1	1	1	0	1	0	1	0	0	1	26	12,04			
<i>Didymella</i> sp.	3	1	2	1	1	2	1	1	1	2	1	1	1	1	1	0	0	0	1	0	2	1	1	0	1	0	0	1	1	1	1	1	1	1	35	16,20			
<i>Epicoccum purpurascens</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	1	0	0	0	0	0	0	0	1	1	1	0	0	0	0	5	2,31	
<i>Fusarium lateritium</i>	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	3	1,39	
<i>Fusicladium</i> sp.	1	0	1	0	0	1	1	1	0	1	0	1	0	1	1	1	0	1	0	1	0	1	1	1	0	1	0	1	1	1	0	1	1	1	1	23	10,65		
<i>Helicomyces</i> sp.	0	0	0	1	1	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3	1,39	
HYPHOMYCETES 03	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
HYPHOMYCETES 04	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00
LEVURE 02	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00
MYCELIA STERILIA 03	2	1	1	1	2	0	1	0	0	0	0	0	1	0	0	1	1	0	0	0	1	1	1	0	0	0	1	0	1	0	0	1	0	0	1	1	19	8,80	
MYCELIA STERILIA 04	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00
<i>Nigrospora</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00
<i>Septoria</i> sp.	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	1	1	0	0	0	0	0	1	0	1	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	7	3,24
<i>Taphrina</i> sp.	1	0	2	1	0	0	1	2	1	0	0	0	1	1	0	1	0	2	1	1	0	1	0	0	1	1	2	1	1	0	1	1	0	0	0	0	24	11,11	
<i>Verticillium</i> sp.	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	5	2,31

A : arbre échantillonné.

NTFI : nombre total de fragments infectés.

FC% : fréquence de colonisation (d'infection) en %.

Tableau a9. (suite)

## Nervure centrale

MYCOTAXON	A1	A2	A3	A4	A5	A6	A7	A8	A9	A10	A11	A12	NTFI	FC%
<i>Actinonema</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00
<i>Alternaria</i> sp.	1	1	2	1	0	0	1	2	1	1	1	0	4	29,63
<i>Apiognomonina</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00
<i>Botryodiplodia</i> sp.	0	0	0	0	2	2	0	0	0	2	1	2	2	9,26
<i>Cercospora</i> sp.	0	1	1	0	1	0	0	1	1	0	0	0	1	5,56
<i>Chalara</i> sp.	0	0	0	2	1	1	0	3	1	0	0	0	0	8,80
<i>Cladosporium fraxinicola</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00
COELOMYCETES 01	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00
<i>Diplodia</i> sp.	0	0	2	1	2	3	2	1	2	1	1	1	2	23,61
<i>Didymella</i> sp.	0	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	2	11,11
<i>Epicoccum purpurascens</i>	0	0	0	0	0	1	0	0	1	0	0	1	1	5,09
<i>Fusarium lateritium</i>	0	1	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	1	6,02
<i>Fusicladium</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00
<i>Helicomyces</i> sp.	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	1	0	0	4,17
HYPHOMYCETES 03	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00
HYPHOMYCETES 04	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00
LEVURE 02	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00
MYCELIA STERILIA 03	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	5,56
MYCELIA STERILIA 04	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00
<i>Nigrospora</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00
<i>Septoria</i> sp.	0	0	0	0	2	2	0	0	1	0	0	0	0	6,02
<i>Taphrina</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00
<i>Verticillium</i> sp.	0	0	1	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0,93

A : arbre échantillonné.

NTFI : nombre total de fragments infectés.

FC% : fréquence de colonisation (d'infection) en %.

Tableau a9. (suite)

MYCOTAXON	Pétiole																								NTFI	FC%											
	A1	A2	A3	A4	A5	A6	A7	A8	A9	A10	A11	A12																									
<i>Actinonema</i> sp.	0	1	1	2	1	0	0	0	0	1	0	1	2	1	1	0	0	1	1	1	1	1	1	0	1	0	1	0	1	1	0	0	0	25	11,57		
<i>Alternaria</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00
<i>Apiognomonina</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Botryodiplodia</i> sp.	1	1	0	1	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	4	1,85	
<i>Cercospora</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0,93	
<i>Chalara</i> sp.	0	0	0	1	0	0	1	0	0	0	0	0	1	0	1	0	1	0	0	0	0	1	1	1	0	0	0	1	1	0	0	0	1	0	11	5,09	
<i>Cladosporium fraxinicola</i>	0	1	0	1	2	1	1	0	1	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1	0	1	0	0	1	1	0	0	0	13	6,02	
COELOMYCETES 01	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Diplodia</i> sp.	0	0	1	0	0	1	0	0	0	0	0	1	1	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	5	2,31	
<i>Didymella</i> sp.	1	1	0	0	0	0	0	0	1	0	1	2	1	1	0	1	0	0	0	0	1	1	1	0	1	0	1	0	0	0	1	0	0	15	6,94		
<i>Epicoccum purpurascens</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Fusarium lateritium</i>	0	0	0	0	0	1	2	1	1	0	0	0	1	0	0	0	0	1	1	1	0	0	0	0	0	1	0	0	0	1	1	0	0	0	12	5,56	
<i>Fusicladium</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Helicomyces</i> sp.	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0,93	
HYPHOMYCETES 03	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
HYPHOMYCETES 04	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
LEVURE 02	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
MYCELIA STERILIA 03	0	0	0	0	1	1	0	1	0	2	1	1	0	1	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	1	0	0	0	0	0	12	5,56	
MYCELIA STERILIA 04	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Nigrospora</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Septoria</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	1	0	1	0	0	0	0	6	2,78	
<i>Taphrina</i> sp.	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	2	0,93	
<i>Verticillium</i> sp.	1	0	0	1	1	0	1	0	1	0	1	0	1	0	0	0	0	0	0	1	1	0	1	0	0	1	0	1	0	1	0	0	0	0	13	6,02	

A : arbre échantillonné.

NTFI : nombre total de fragments infectés.

FC% : fréquence de colonisation (d'infection) en %.

**Tableau a10.** Statut de l'infection des différentes parties foliaires de *F. xanthoxyloides* par les différents mycotaxons endophytes caractérisés (station de Djerma)

MYCOTAXON	Limbes																								NTFI	FC%												
	A1	A2	A3	A4	A5	A6	A7	A8	A9	A10	A11	A12	A1	A2	A3	A4	A5	A6	A7	A8	A9	A10	A11	A12														
<i>Actinonema</i> sp.	0	0	0	0	0	1	0	0	1	0	0	0	0	1	0	0	0	1	0	0	1	1	0	1	1	0	0	1	1	0	1	1	1	14	6,48			
<i>Alternaria</i> sp.	0	1	1	2	1	1	2	1	1	1	1	1	0	1	1	0	1	3	1	0	1	1	0	0	1	1	0	0	1	0	1	0	0	27	12,50			
<i>Apiognomonina</i> sp.	0	0	0	0	0	1	0	0	1	0	0	1	0	1	0	0	0	1	0	0	0	1	1	1	0	1	0	0	1	0	1	0	0	12	5,56			
<i>Botryodiplodia</i> sp.	0	1	0	1	1	0	1	0	0	1	1	0	0	1	1	1	0	1	0	1	0	1	1	0	1	1	1	1	1	0	1	0	1	22	10,19			
<i>Cercospora</i> sp.	1	1	1	2	1	1	1	0	1	1	1	2	1	1	1	1	1	1	1	0	1	1	2	1	1	0	1	2	2	1	1	1	0	36	16,67			
<i>Chalara</i> sp.	0	1	0	0	0	1	1	0	0	0	1	2	1	1	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	2	1	1	0	0	1	17	7,87		
<i>Cladosporium fraxinicola</i>	0	1	0	0	1	0	0	1	0	1	0	1	1	0	1	1	1	1	1	0	0	1	0	1	1	1	1	1	0	1	0	1	21	9,72				
COELOMYCETES 01	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00		
<i>Diplodia</i> sp.	0	0	1	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	1	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	6	2,78			
<i>Didymella</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00		
<i>Epicoccum purpurascens</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00		
<i>Fusarium lateritium</i>	0	0	0	0	1	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	1	0	0	9	4,17	
<i>Fusicladium</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Helicomyces</i> sp.	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	1	0	0	1	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	7	3,24	
HYPHOMYCETES 03	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
HYPHOMYCETES 04	0	0	1	0	1	1	0	1	0	1	2	1	0	1	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	1	12	5,56
LEVURE 02	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
MYCELIA STERILIA 03	1	1	2	1	1	0	1	1	1	1	0	1	0	1	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	1	0	0	1	0	0	1	0	19	8,80	
MYCELIA STERILIA 04	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Nigrospora</i> sp.	1	0	0	1	1	0	1	0	0	1	1	0	0	1	1	1	1	1	1	1	0	1	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	16	7,41	
<i>Septoria</i> sp.	0	1	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3	1,39	
<i>Taphrina</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Verticillium</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	

A : arbre échantillonné.

NTFI : nombre total de fragments infectés.

FC% : fréquence de colonisation (d'infection) en %.

Tableau a10. (suite)

## Nervures centrales

MYCOTAXON	A1	A2	A3	A4	A5	A6	A7	A8	A9	A10	A11	A12	NTFI	FC%																										
<i>Actinonema</i> sp.	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	8	3,70											
<i>Alternaria</i> sp.	3	3	2	1	2	1	1	1	0	1	2	1	1	0	0	0	0	0	1	0	0	2	0	2	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	26	12,04		
<i>Apiognomonina</i> sp.	1	1	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	1	1	1	1	0	0	0	0	1	0	0	1	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	15	6,94		
<i>Botryodiplodia</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00
<i>Cercospora</i> sp.	0	0	1	1	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	4	1,85		
<i>Chalara</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	1	0	0	2	1	1	1	0	1	1	1	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	14	6,48		
<i>Cladosporium fraxinicola</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	1	1	0	1	0	0	0	1	1	0	0	0	2	1	10	4,63			
COELOMYCETES 01	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Diplodia</i> sp.	0	3	1	2	2	1	1	2	1	2	2	2	1	1	1	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	1	0	0	1	0	1	27	12,50		
<i>Didymella</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Epicoccum purpurascens</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Fusarium lateritium</i>	0	1	1	1	1	1	0	1	1	2	1	1	0	1	1	0	0	1	1	0	1	0	1	0	1	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	2	23	10,65		
<i>Fusicladium</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Helicomyces</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	1	0	4	1,85	
HYPHOMYCETES 03	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
HYPHOMYCETES 04	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	1	0	0	1	1	0	0	1	0	1	1	1	1	1	0	0	10	4,63		
LEVURE 02	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
MYCELIA STERILIA 03	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	2	1	0	0	1	1	0	0	0	1	1	2	1	1	1	0	0	1	2	0	18	8,33		
MYCELIA STERILIA 04	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Nigrospora</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Septoria</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0,93	
<i>Taphrina</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Verticillium</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	

A : arbre échantillonné.

NTFI : nombre total de fragments infectés.

FC% : fréquence de colonisation (d'infection) en %.

Tableau a10. (suite)

MYCOTAXON	Pétioles																												NTFI	FC%								
	A1	A2	A3	A4	A5	A6	A7	A8	A9	A10	A11	A12																										
<i>Actinonema</i> sp.	1	0	2	1	1	1	0	1	1	0	1	1	1	1	0	0	0	1	0	0	0	1	0	1	0	0	0	0	1	0	0	20	9,26					
<i>Alternaria</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00					
<i>Apiognomonina</i> sp.	1	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	4	1,85						
<i>Botryodiplodia</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	1	0	1	1	1	2	2	2	2	1	2	2	1	1	0	0	0	0	0	23	10,65						
<i>Cercospora</i> sp.	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	1	0	0	6	2,78						
<i>Chalara</i> sp.	1	0	1	0	1	0	0	0	1	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1	0	1	0	0	0	1	1	0	0	1	1	0	12	5,56					
<i>Cladosporium fraxinicola</i>	2	1	2	2	1	2	1	1	1	2	2	1	3	1	2	4	2	3	2	1	2	2	2	1	1	2	2	2	1	2	2	2	3	1	2	65	30,09	
COELOMYCETES 01	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00			
<i>Diplodia</i> sp.	0	0	1	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0,93			
<i>Didymella</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00			
<i>Epicoccum purpurascens</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00			
<i>Fusarium lateritium</i>	2	2	2	1	1	1	1	1	1	0	0	1	0	0	0	0	1	2	1	2	2	3	2	1	1	2	2	2	1	1	4	2	5	1	2	0	50	23,15
<i>Fusicladium</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00		
<i>Helicomyces</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00		
HYPHOMYCETES 03	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00		
HYPHOMYCETES 04	2	1	1	2	1	1	2	1	2	0	1	1	1	0	1	0	1	0	0	1	0	0	1	1	2	1	1	1	1	0	1	1	0	0	1	0	30	13,89
LEVURE 02	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00		
MYCELIA STERILIA 03	1	0	1	0	0	1	1	0	0	0	1	0	0	0	0	1	0	0	1	0	1	0	0	1	1	0	0	1	1	0	0	0	1	1	1	0	15	6,94
MYCELIA STERILIA 04	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00		
<i>Nigrospora</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00		
<i>Septoria</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00		
<i>Taphrina</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00		
<i>Verticillium</i> sp.	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0	1	1	0	0	1	0	1	0	10	4,63	

A : arbre échantillonné.

NTFI : nombre total de fragments infectés.

FC% : fréquence de colonisation (d'infection) en %.

**Tableau a11.** Statut de l'infection des différentes parties foliaires de *F. xanthoxylodes* par les différents mycotaxons endophytes caractérisés (station Cherchar)

MYCOTAXON	Limbes																								NTFI	FC%										
	A1	A2	A3	A4	A5	A6	A7	A8	A9	A10	A11	A12																								
<i>Actinonema</i> sp.	0	1	0	1	0	0	0	0	1	0	0	0	1	0	0	1	0	0	0	0	0	0	1	0	0	1	1	0	1	0	11	5,09				
<i>Alternaria</i> sp.	0	0	0	0	1	0	1	0	0	1	0	1	0	1	0	0	0	1	1	0	0	0	1	0	0	0	1	1	0	15	6,94					
<i>Apiognomonina</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00					
<i>Botryodiplodia</i> sp.	1	0	0	0	0	0	1	0	0	0	1	1	0	0	0	1	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	8	3,70				
<i>Cercospora</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00					
<i>Chalara</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00					
<i>Cladosporium fraxinicola</i>	1	1	2	1	0	1	2	1	1	0	1	2	1	1	0	1	0	1	1	2	1	1	0	1	0	0	1	1	2	2	1	1	0	1	33	15,28
COELOMYCETES 01	1	2	0	0	1	0	1	0	0	1	1	1	0	0	1	1	1	1	0	1	0	0	1	1	0	0	1	0	1	0	19	8,80				
<i>Diplodia</i> sp.	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	1	0	0	1	1	1	0	0	0	0	0	7	3,24			
<i>Didymella</i> sp.	0	0	0	1	0	0	0	0	0	1	0	1	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1	0	1	0	0	0	1	0	0	0	9	4,17			
<i>Epicoccum purpurascens</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00		
<i>Fusarium lateritium</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	1	0	1	0	1	0	0	0	1	0	1	0	0	6	2,78		
<i>Fusicladium</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00		
<i>Helicomyces</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00		
HYPHOMYCETES 03	1	1	1	1	0	1	1	1	1	1	1	0	1	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	12	5,56	
HYPHOMYCETES 04	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
LEVURE 02	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	3	1,39	
MYCELIA STERILIA 03	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
MYCELIA STERILIA 04	1	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	5	2,31
<i>Nigrospora</i> sp.	2	0	1	1	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	9	4,17	
<i>Septoria</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Taphrina</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Verticillium</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	

A : arbre échantillonné. NTFI : nombre total de fragments infectés. FC% : fréquence de colonisation (d'infection) en %.



Tableau a11. (suite)

## Nervures centrales

MYCOTAXON	A1	A2	A3	A4	A5	A6	A7	A8	A9	A10	A11	A12	NTFI	FC%
<i>Actinonema</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00
<i>Alternaria</i> sp.	2	2	1	2	1	1	0	1	1	2	2	2	1	18,06
<i>Apiognomonina</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00
<i>Botryodiplodia</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,93
<i>Cercospora</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00
<i>Chalara</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00
<i>Cladosporium fraxinicola</i>	0	0	0	2	3	2	1	1	1	0	0	0	0	7,41
COELOMYCETES 01	1	2	1	1	0	1	1	1	1	1	1	1	1	16,67
<i>Diplodia</i> sp.	3	0	1	1	2	2	1	1	1	1	1	1	1	13,43
<i>Didymella</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00
<i>Epicoccum purpurascens</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00
<i>Fusarium lateritium</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00
<i>Fusicladium</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00
<i>Helicomyces</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00
HYPHOMYCETES 03	0	0	0	0	0	0	2	1	0	0	0	0	0	2,78
HYPHOMYCETES 04	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00
LEVURE 02	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	1,39
MYCELIA STERILIA 03	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00
MYCELIA STERILIA 04	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0	0	0	2,31
<i>Nigrospora</i> sp.	1	1	1	0	0	0	1	0	1	1	0	0	0	5,56
<i>Septoria</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00
<i>Taphrina</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00
<i>Verticillium</i> sp.	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	1,39

A : arbre échantillonné.

NTFI : nombre total de fragments infectés.

FC% : fréquence de colonisation (d'infection) en %.

Tableau a11. (suite)

MYCOTAXON	Pétiotes																								NTFI	FC%											
	A1	A2	A3	A4	A5	A6	A7	A8	A9	A10	A11	A12	A1	A2	A3	A4	A5	A6	A7	A8	A9	A10	A11	A12													
<i>Actinonema</i> sp.	1	1	1	1	2	1	1	0	1	1	0	0	1	1	0	0	1	0	0	1	0	1	1	2	1	0	1	0	0	0	0	0	2	24	11,11		
<i>Alternaria</i> sp.	0	0	0	1	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	4	1,85		
<i>Apiognomonina</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00		
<i>Botryodiplodia</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00		
<i>Cercospora</i> sp.	0	0	0	0	0	0	1	0	1	1	1	1	1	1	0	0	0	0	0	0	2	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	11	5,09		
<i>Chalara</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00		
<i>Cladosporium fraxinicola</i>	1	1	1	1	2	2	2	1	0	0	1	0	0	0	0	1	0	1	2	1	0	1	2	1	1	1	1	2	1	1	1	1	0	1	1	32	14,81
COELOMYCETES 01	1	2	1	1	1	1	2	3	2	1	2	1	1	1	0	1	0	0	1	1	0	1	1	2	1	1	0	1	1	0	1	1	0	35	16,20		
<i>Diplodia</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Didymella</i> sp.	0	0	0	1	0	0	0	0	1	0	0	0	1	0	0	0	0	1	1	0	1	0	1	1	0	1	0	0	0	0	0	1	1	1	12	5,56	
<i>Epicoccum purpurascens</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Fusarium lateritium</i>	1	3	1	1	2	1	0	0	0	1	2	3	1	1	0	0	0	1	0	0	0	0	1	0	0	0	0	2	1	0	0	0	1	0	24	11,11	
<i>Fusicladium</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Helicomyces</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
HYPHOMYCETES 03	0	0	1	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0,93	
HYPHOMYCETES 04	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
LEVURE 02	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	1	0	0	1	1	0	1	0	0	0	0	0	1	1	1	0	10	4,63	
MYCELIA STERILIA 03	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
MYCELIA STERILIA 04	1	1	0	1	1	1	0	1	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	13	6,02	
<i>Nigrospora</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Septoria</i> sp.	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	2	0,93
<i>Taphrina</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Verticillium</i> sp.	0	1	0	1	0	0	0	1	1	1	1	0	1	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	8	3,70	

A : arbre échantillonné.

NTFI : nombre total de fragments infectés.

FC% : fréquence de colonisation (d'infection) en %.

**Tableau a12.** Statut de l'infection des fragments d'aiguilles de *J. oxycedrus* par les principaux mycotaxons endophytes caractérisés (station de Dj. Boumerzoug)

MYCOTAXON	A1	A2	A3	A4	A5	A6	A7	A8	A9	A10	A11	A12	NTFI	FC%																							
<i>Herpotrichia</i> sp.	0	0	0	0	0	1	0	1	1	0	0	0	0	1	0	1	0	0	0	1	0	1	0	0	1	1	1	16	5,55								
<i>Penicillium</i> sp. 02	1	2	0	0	3	3	2	3	2	1	1	1	2	1	0	1	2	1	0	0	2	2	1	1	1	1	1	1	0	0	0	1	0	1	0	38	13,19
<i>Aspergillus fumigatus</i>	1	1	1	2	1	1	1	0	0	0	3	0	0	1	1	1	1	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	2	21	7,29	
<i>Diplodia</i> sp. 02	0	1	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	3	1,04
<i>Diplodia cupressi</i>	1	2	1	0	2	1	0	1	0	0	1	0	1	0	0	0	0	0	0	3	0	0	0	1	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	15	5,20
<i>Lophodermium juniperi</i>	0	1	0	0	0	1	2	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	1	10	3,47	
COELOMYCETES 02	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00
<i>Arthrinium arundinis</i>	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	1	0	0	1	1	0	2	1	1	1	1	1	1	1	1	0	1	1	0	17	5,90
<i>Fusarium</i> sp. 03	2	3	1	2	1	0	0	1	1	0	1	1	0	0	0	0	2	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0	18	6,25
RHYTISMATACEES 01	2	3	0	1	0	0	1	0	1	0	0	1	1	1	2	1	0	0	0	0	2	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	17	5,90	

A : arbre échantillonné. NTFI : nombre total de fragments infectés. FC% : fréquence de colonisation (d'infection) en %.

**Tableau a13.** Statut de l'infection des fragments d'aiguilles de *J. oxycedrus* par les principaux mycotaxons endophytes caractérisés (station de Dj. Chelalaa)

MYCOTAXON	A1	A2	A3	A4	A5	A6	A7	A8	A9	A10	A11	A12	NTFI	FC%																						
<i>Herpotrichia</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00																						
<i>Penicillium</i> sp. 02	3	0	2	1	2	2	0	1	1	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	2	1	0	0	0	0	22	7,63				
<i>Aspergillus fumigatus</i>	0	1	1	1	1	0	2	3	1	1	1	1	2	2	1	1	0	2	2	0	1	1	0	0	2	0	1	0	0	1	1	33	11,45			
<i>Diplodia</i> sp. 02	1	0	0	1	0	0	0	0	2	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	7	2,43	
<i>Diplodia cupressi</i>	0	1	0	2	1	0	1	2	1	1	0	0	1	2	0	2	2	2	2	2	1	0	0	0	0	1	1	1	1	0	0	0	1	30	10,41	
<i>Lophodermium juniperi</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00
COELOMYCETES 02	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	4	1,38	
<i>Arthrinium arundinis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00
<i>Fusarium</i> sp. 03	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00
RHYTISMATACEES 01	3	2	2	1	2	1	1	2	2	1	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	67	23,26	

A : arbre échantillonné. NTFI : nombre total de fragments infectés. FC% : fréquence de colonisation (d'infection) en %.

**Tableau a14.** Statut de l'infection des fragments foliaires d'*E. bupleuroides* subsp. *luteola* par les différents mycotaxons endophytes caractérisés (station Cherchar)

(Avril 2012)

MYCOTAXON	P1	P2	P3	P4	P5	P6	P7	P8	P9	P10	P11	P12	NTFI	FC%	
<i>Aspergillus</i> sp. 01	0	0	0	0	0	0	1	0	1	1	0	0	0	5	4,17
<i>Cladosporium oxysporum</i>	1	0	1	1	0	0	1	0	1	0	0	2	1	14	11,67
<i>Fusarium</i> sp. 02	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	1	0,83
LEVURE 01	0	1	1	0	0	3	1	2	1	0	1	1	2	17	14,17
LEVURE 03	2	0	0	2	1	0	0	0	0	0	0	0	0	10	8,33
LEVURE 04	0	0	1	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1	7	5,83
MYCELIA STERILIA 02	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3	2,50
<i>Nigrospora</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0	2	1,67
<i>Penicillium corylophilum</i>	0	0	2	1	0	0	0	0	0	2	0	2	2	10	8,33
<i>Penicillium</i> sp. 01	0	0	0	0	0	1	0	0	0	1	0	0	0	3	2,50
<i>Pichia euphorbiae</i>	0	0	0	0	0	1	0	0	0	2	1	1	0	9	7,50
<i>Pichia</i> sp.	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3	2,50
<i>Sporobolomyces</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0,83

P : Plante. NTFI : nombre total de fragments infectés. FC% : fréquence de colonisation (d'infection) en %

**Tableau a15.** Statut de l'infection des fragments foliaires d'*E. bupleuroides* subsp. *luteola* par les différents mycotaxons endophytes caractérisés (station Dj. Chelia)

(Avril 2012)

MYCOTAXON	P1	P2	P3	P4	P5	P6	P7	P8	P9	P10	NTFI	FC%	
<i>Aspergillus</i> sp. 01	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00	
<i>Cladosporium oxysporum</i>	1	1	0	0	1	1	1	2	1	1	0	13	13,00
<i>Fusarium</i> sp. 02	1	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	2	2,00
LEVURE 01	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1,00
LEVURE 03	1	0	0	0	2	2	2	1	0	0	0	12	12,00
LEVURE 04	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	4	4,00
MYCELIA STERILIA 02	1	0	1	0	1	0	0	0	0	0	0	5	5,00
<i>Nigrospora</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	6	6,00
<i>Penicillium corylophilum</i>	0	1	0	1	1	0	0	0	0	0	0	4	4,00
<i>Penicillium</i> sp. 01	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00
<i>Pichia euphorbiae</i>	1	1	0	0	0	1	0	0	0	0	1	11	11,00
<i>Pichia</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00
<i>Sporobolomyces</i> sp.	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	3	3,00

P : Plante. NTFI : nombre total de fragments infectés. FC% : fréquence de colonisation (d'infection) en %

**Tableau a16.** Statut de l'infection des fragments foliaires d'*A. herba-alba* par les différents mycotaxons endophytes caractérisés (station Dj. Bou Kezzèz)

MYCOTAXON	P1	P2	P3	P4	P5	P6	P7	P8	P9	P10	NTFI	FC%
<i>Alternaria</i> sp. 01	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00
<i>Alternaria</i> sp. 02	0	1	1	0	1	1	1	0	0	0	10	12,50
<i>Colletotrichum</i> sp.	0	2	1	1	0	1	1	2	1	1	23	28,75
<i>Fusarium</i> sp. 01	0	0	1	2	1	1	0	0	1	0	12	15,00
<i>Monacrosporium</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1,25
MYCELIA STERILIA 03	0	0	0	1	0	0	0	1	1	0	6	7,50
<i>Neotyphodium</i> sp. 01	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	4	5,00
<i>Oidiodendron</i> sp.	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	2	2,50
<i>Paecilomyces marquandii</i>	0	0	1	1	0	0	0	2	1	1	10	12,50
<i>Phoma</i> sp.	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	3	3,75
<i>Pithomyces</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00
<i>Spilocaea</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00
<i>Ulocladium leve</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00
<i>Verticillium griseum</i>	0	0	0	0	0	1	0	0	2	1	5	6,25
<i>Zalerion</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00

P : Plante. NTFI : nombre total de fragments infectés. FC% : fréquence de colonisation (d'infection) en %

**Tableau a17.** Statut de l'infection des fragments foliaires d'*A. herba-alba* par les différents mycotaxons endophytes caractérisés (station Djerma)

MYCOTAXON	P1	P2	P3	P4	P5	P6	P7	P8	P9	P10	NTFI	FC%
<i>Alternaria</i> sp. 01	1	1	0	0	1	0	0	0	0	0	7	8,75
<i>Alternaria</i> sp. 02	0	0	0	0	0	0	0	2	1	0	4	5,00
<i>Colletotrichum</i> sp.	1	1	1	1	0	0	0	1	0	1	12	15,00
<i>Fusarium</i> sp. 01	0	1	0	0	0	1	0	0	0	1	7	8,75
<i>Monacrosporium</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00
MYCELIA STERILIA 03	0	0	1	1	0	0	0	1	1	0	4	5,00
<i>Neotyphodium</i> sp. 01	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,00
<i>Oidiodendron</i> sp.	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	5	6,25
<i>Paecilomyces marquandii</i>	1	0	0	1	1	1	2	1	0	1	14	17,50
<i>Phoma</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	2	2,50
<i>Pithomyces</i> sp.	0	0	1	0	0	0	0	0	1	0	2	2,50
<i>Spilocaea</i> sp.	1	1	0	0	0	0	1	1	1	0	9	11,25
<i>Ulocladium leve</i>	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	2	2,50
<i>Verticillium griseum</i>	1	1	0	1	0	0	0	0	0	0	3	3,75
<i>Zalerion</i> sp.	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0	3	3,75

P : Plante. NTFI : nombre total de fragments infectés. FC% : fréquence de colonisation (d'infection) en %

**Tableau a18.** Nombres totaux des fructifications sexuées (hystérothécies) et asexuées (conidiomata) de *L. cedrinum* recensées sur les aiguilles prélevées sur pied (SP) et sénescents prélevées de la litière (Lit) de *C. atlantica* prélevées des trois stations étudiées du massif de Bélezma

	DJ. TOUGURT	COL TELMET	DJ. BORDJEM
Hystérothécies SP	249	336	219
Conidiomata SP	321	198	124
Hystérothécies Lit	460	531	457
Conidiomata Lit	217	195	127

*n* = 210 aiguilles.

**Tableau a19.** Longueur et largeur ( $\mu\text{m}$ ) des hystérothécies de *L. cedrinum* mesurées au niveau des aiguilles prélevées sur pied (SP) et sénescents prélevées de la litière (Lit) au niveau des stations étudiées du massif de Bélezma

DJ. TOUGURT				COL TELMET				DJ. BORDJEM			
SP		Lit		SP		Lit		SP		Lit	
Long	Larg	Long	Larg	Long	Larg	Long	Larg	Long	Larg	Long	Larg
662	251	661	258	521	383	550	554	500	302	491	467
662	268	678	387	526	435	570	467	511	317	511	360
671	259	681	382	559	346	570	330	569	337	552	542
697	311	738	391	601	485	583	570	579	306	533	524
719	323	752	290	631	480	608	444	594	448	549	401
719	333	756	366	650	428	609	516	605	416	551	366
721	342	758	412	650	494	654	578	656	417	558	439
741	350	771	402	657	397	655	502	662	490	560	425
741	343	779	351	668	416	657	562	691	317	561	397
745	357	780	268	730	409	662	366	706	501	579	520
745	361	784	376	742	364	663	533	725	306	584	398
746	370	797	284	768	361	682	402	784	373	587	346
753	318	816	455	805	331	710	463	786	296	592	543
768	352	827	507	811	478	719	361	850	486	603	361
768	305	827	440	814	488	739	521	776	328	603	536
770	286	842	470	815	497	742	308	483	513	608	424
773	304	845	260	826	338	763	379	599	426	608	458
774	285	848	298	834	433	773	581	826	297	616	377
776	354	860	273	846	371	794	323	607	321	617	405
779	345	863	350	872	381	809	396	425	348	620	569
784	370	866	250	927	384	826	452	468	297	623	492
785	417	875	373	946	476	841	590	469	382	636	532
813	436	883	300	582	392	849	565	519	306	637	401
834	446	884	262	585	362	852	515	612	377	645	393
843	449	891	259	802	427	875	476	624	448	656	379
856	412	891	511	543	347	880	403	644	409	663	360
864	412	896	407	571	500	884	347	768	387	718	487
866	371	897	420	574	375	971	353	790	424	697	425
868	415	904	275	949	389	972	381	794	357	690	339
889	374	904	456	676	469	972	304	809	393	676	586
894	383	910	311	888	467	990	553	736	353	726	489
900	385	911	485	598	414	1013	464	516	307	745	355
909	398	944	276	564	483	1018	510	780	324	769	341
909	406	947	389	512	467	1035	338	546	493	774	454
924	407	962	318	586	425	1037	313	520	396	784	546
930	417	963	302	615	487	1041	483	586	379	788	577
946	472	975	374	623	369	1061	441	602	437	834	343
971	473	976	391	625	482	1096	492	820	344	816	410
973	452	980	445	628	445	1101	336	470	336	851	520
980	458	983	443	641	482	1131	329	531	418	846	514
982	465	991	390	674	469	1138	473	670	475	840	524
991	472	998	383	709	374	1145	367	674	318	791	536
1015	473	1007	417	730	427	651	584	682	356	857	361
1025	474	1014	368	863	349	836	521	768	290	862	542
1032	483	1028	263	867	437	798	499	560	452	864	329
1053	488	1049	506	976	330	807	314	550	316	893	569
1057	491	1068	435	756	349	763	404	547	329	892	528
1060	495	1085	467	971	406	1006	445	831	435	888	562
1092	499	1087	282	526	402	878	534	784	508	878	387
1092	506	1096	328	519	491	1021	541	861	462	901	335

Long : longueur. Larg : largeur

**Tableau a20.** Longueur des asques ( $\mu\text{m}$ ) mesurée à plusieurs reprises au niveau de l'hyménium de *L. cedrinum* sur aiguilles prélevées sur pied (SP) et sénescences prélevées de la litière (Lit) de *C. atlantica* au niveau des stations étudiées du massif de Bélezma

DJ. TOUGURT		COL TELMET		DJ. BORDJEM	
SP	Lit	SP	Lit	SP	Lit
221	223	213	233	224	241
208	223	211	225	236	225
228	226	229	247	224	228
209	232	229	236	230	241
196	223	219	225	232	239
215	223	234	232	234	234
225	229	234	241	220	232
210	235	228	224	227	226
228	242	212	228	235	241
192	224	232	242	233	233
223	228	224	227	223	237
198	233	214	234	224	232
227	235	223	247	227	225
197	240	231	233	233	243
209	231	232	237	223	235
219	224	226	247	236	227
201	229	223	242	222	228
228	238	225	248	235	228
199	245	213	240	227	232
192	242	226	252	227	234
192	238	233	225	237	229
191	234	211	241	227	241
227	235	227	243	223	243
216	234	232	225	233	242
225	243	224	246	228	243
194	234	210	226	231	225
216	233	213	251	220	236
212	246	227	251	229	240
194	236	214	242	238	232
206	224	226	234	235	227
214	243	229	229	242	244
205	229	220	235	237	243
211	245	216	230	236	231
193	235	233	233	234	225
202	240	226	239	228	240
199	245	221	228	232	229
196	223	211	240	234	239
202	232	233	233	245	229
212	227	233	226	224	228
214	237	229	244	241	242
200	232	219	241	248	232
206	243	229	242	224	233
204	235	225	242	230	232
210	242	220	235	247	245
194	244	232	236	237	228
198	237	231	247	232	234
199	234	218	246	229	228
200	228	228	243	242	244
195	241	226	239	244	247
212	243	220	228	230	224
193	246	227	247	234	225
198	244	234	237	243	244
207	223	213	239	243	237
213	236	226	224	244	233
201	230	218	244	234	226
200	233	214	235	243	230
214	224	214	224	239	226
201	223	230	229	238	243
210	228	226	230	226	228
194	238	232	241	228	244
211	222	235	241	238	245
214	223	239	240	216	225



Tableau a20. (suite)

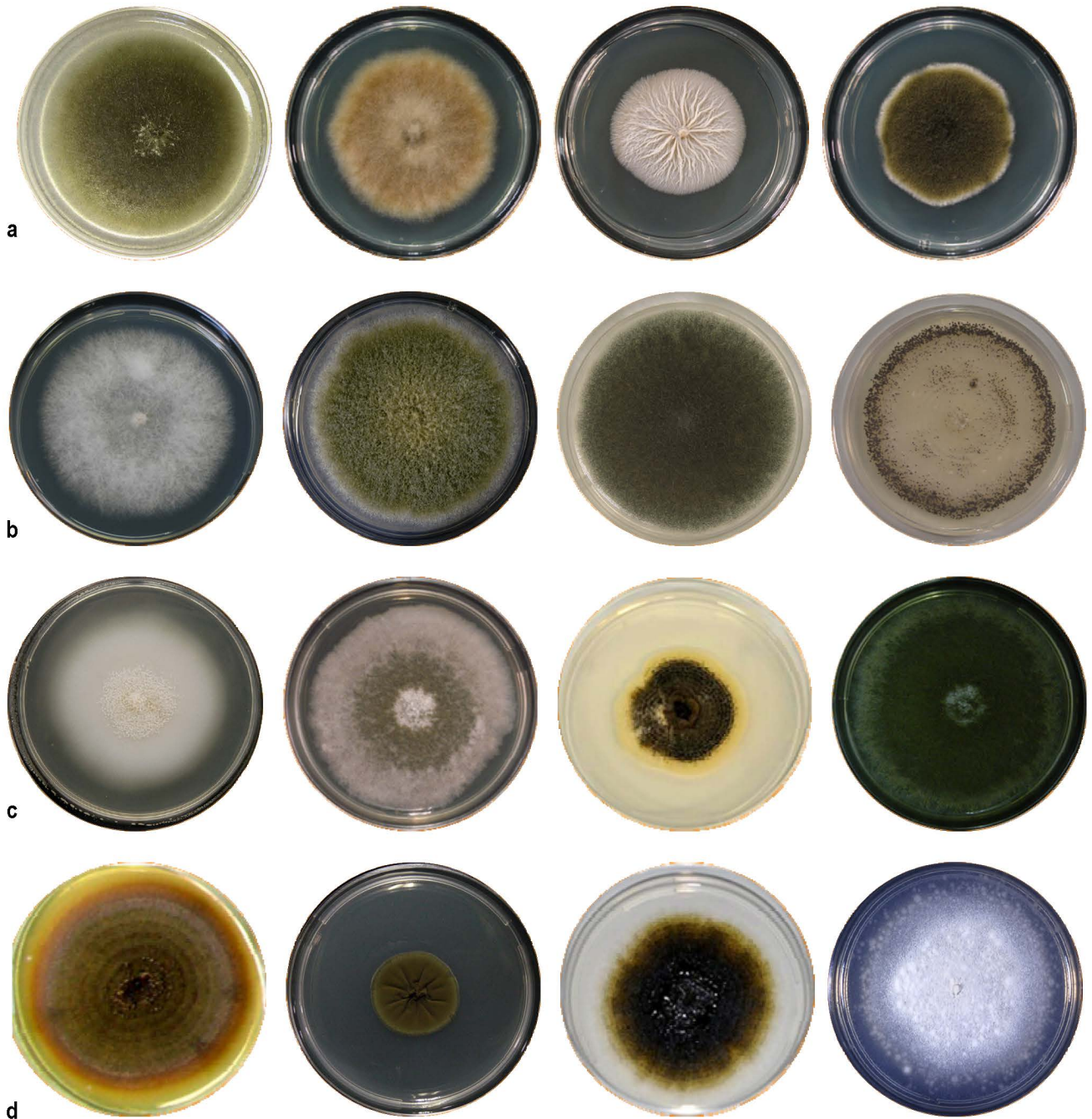
DJ. TOUGURT		COL TELMET		DJ. BORDJEM	
SP	Lit	SP	Lit	SP	Lit
215	238	228	233	226	241
221	244	236	248	236	225
206	223	243	247	238	224
219	235	243	234	220	234
216	230	226	246	239	231
214	233	229	226	241	238
208	237	219	224	237	243
205	240	225	227	236	241
204	226	227	234	217	244
216	245	234	236	225	235
219	227	225	248	229	243
218	240	231	224	228	231
204	231	229	236	216	232
208	230	220	234	230	233
219	231	232	231	219	234
218	223	234	236	238	228
218	222	229	226	219	232
204	234	235	243	229	233
213	237	220	236	214	242
208	234	233	226	216	235
213	241	230	229	214	226
211	242	225	242	239	245
205	232	237	247	232	246
211	225	230	235	218	235
220	242	235	242	221	235
219	237	235	230	239	241
220	235	221	240	225	238
220	231	242	229	237	237
224	246	224	248	242	226
229	233	224	242	234	225
194	229	238	234	244	224
237	231	237	233	236	233
238	239	242	238	222	237
206	231	221	233	238	249
202	243	223	226	231	228
200	240	222	245	246	235
219	244	239	246	228	239
213	245	238	244	244	248
199	236	238	243	228	244
236	242	233	234	233	243
228	229	226	246	243	249
216	229	241	236	244	242
208	239	224	226	245	228
210	235	237	248	231	234
239	241	244	227	246	238
202	234	221	232	236	236
193	245	244	241	239	226
223	228	230	232	245	245
220	244	232	230	243	242
206	231	226	234	243	241
219	244	228	238	229	245
209	233	226	244	246	247
227	234	226	248	225	245
196	228	240	234	246	230
194	242	225	245	243	234
217	235	233	245	246	246
199	244	229	227	230	224
233	227	218	229	231	237

**Tableau a21.** Longueur des ascospores ( $\mu\text{m}$ ) mesurée à plusieurs reprises au niveau de l'hyménium de *L. cedrinum* sur aiguilles prélevées sur pied (SP) et sénescents prélevées de la litière (Lit) de *C. atlantica* au niveau des stations étudiées du massif de Bélezma

DJ. TOUGURT		COL TELMET		DJ. BORDJEM	
SP	Lit	SP	Lit	SP	Lit
101	115	131	126	135	144
143	146	140	137	138	144
124	148	133	125	113	127
106	162	155	127	139	115
125	118	109	137	130	143
137	131	128	116	114	162
104	129	121	136	121	118
105	162	124	117	130	128
129	114	148	149	131	123
112	127	152	110	142	134
136	119	121	145	117	140
108	128	133	134	114	150
123	114	126	161	110	158
99	137	135	122	136	113
135	140	137	151	141	148
142	133	144	122	130	136
119	154	127	155	122	152
117	154	154	119	123	140
135	159	142	115	133	148
140	160	136	159	141	144
98	152	106	153	143	126
107	131	116	115	114	139
106	159	117	115	115	167
142	132	106	125	122	115
120	158	113	145	111	116
130	113	141	137	140	154
101	118	140	130	109	128
114	124	118	115	126	154
142	156	127	118	110	131
112	152	133	152	117	120
140	140	126	110	113	115
119	157	130	147	128	148
130	148	129	139	125	136
114	134	154	158	109	154
108	141	156	162	122	128
112	147	154	133	120	148
139	153	139	155	114	126
102	152	151	120	145	153
127	116	106	151	132	128
130	132	155	128	130	152
121	145	116	149	128	156
144	153	111	130	122	122
117	123	110	141	130	154
114	116	108	130	134	132
137	157	122	160	137	130
128	128	134	165	112	147
138	149	126	153	128	124
103	144	126	157	136	125
131	131	108	153	120	126
104	155	146	114	128	149
118	140	151	112	115	157
119	123	137	132	140	149
128	154	122	129	140	124
144	111	114	116	129	144
121	121	115	164	124	121
126	122	144	145	135	156
111	130	155	152	128	165
119	118	154	137	126	126
104	122	131	143	112	162
112	113	151	157	125	137
124	148	125	123	119	145
137	112	139	160	115	135

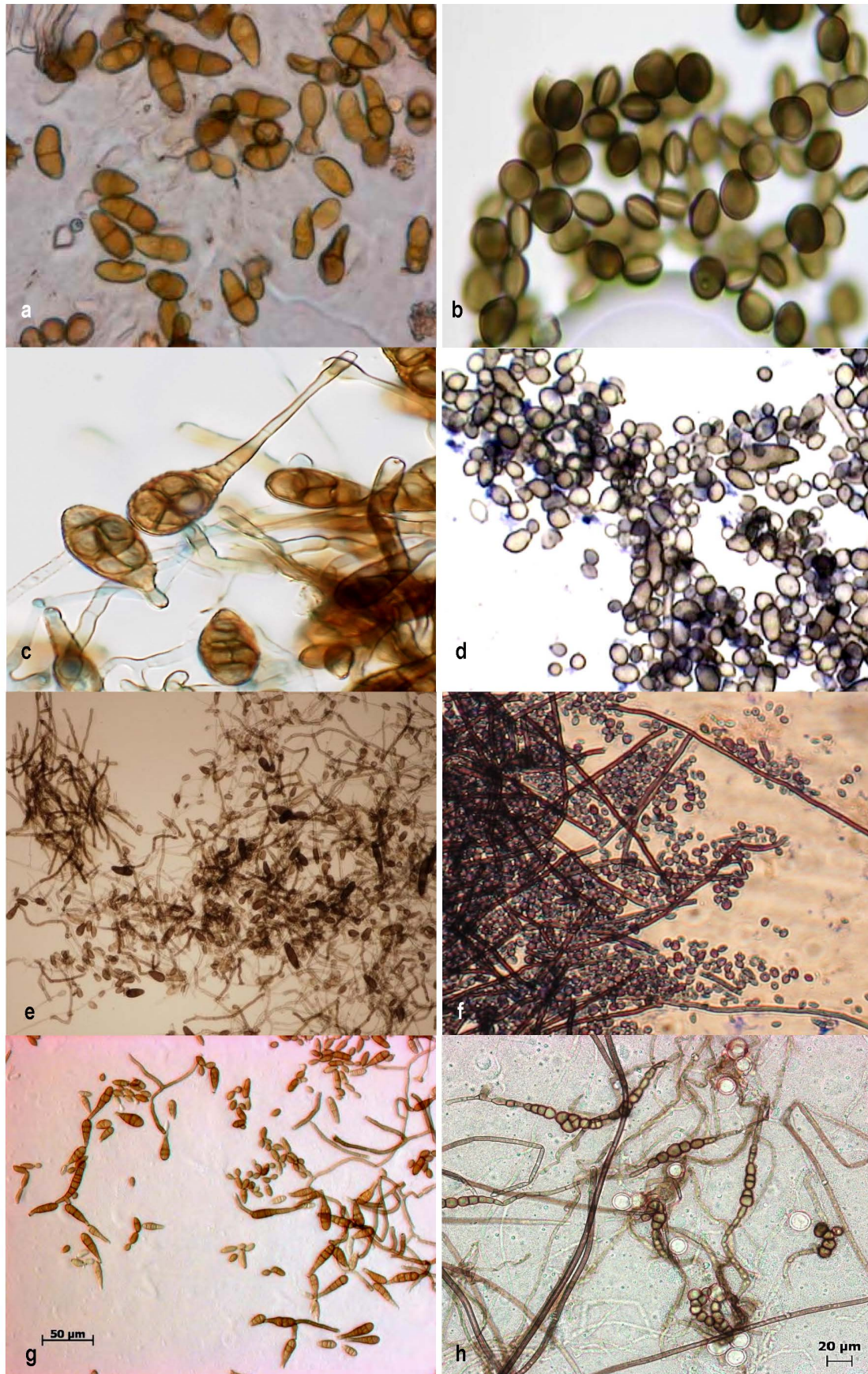
Tableau a21. (suite)

DJ. TOUGURT		COL TELMET		DJ. BORDJEM	
SP	Lit	SP	Lit	SP	Lit
125	133	118	157	120	156
119	128	151	151	134	129
115	134	139	117	130	146
141	147	129	122	138	163
116	156	124	148	120	139
138	112	151	130	145	150
108	138	151	113	118	161
103	114	129	119	112	128
141	139	145	146	137	121
119	147	144	151	145	159
132	122	112	117	120	125
107	120	113	128	128	161
119	126	129	148	139	151
110	161	133	150	130	129
99	140	121	149	143	113
111	148	121	143	145	161
139	158	146	134	117	149
115	135	109	160	134	155
115	115	133	156	143	156
129	152	141	140	135	158
105	149	140	111	143	116
110	138	147	146	120	143
121	147	123	157	113	125
129	117	137	115	134	146
98	111	149	125	129	130
126	116	153	110	140	152
118	154	108	152	111	164
100	156	109	146	113	127
98	153	113	154	115	128
113	124	140	131	141	162
129	140	125	138	136	131
126	112	130	149	116	113
130	161	112	144	119	160
99	120	133	162	135	126
112	160	109	155	117	139
139	144	156	128	116	159
106	136	127	114	126	118
115	144	133	137	142	137
128	136	146	163	135	154
133	148	118	122	124	131
124	136	117	112	131	153
126	131	147	139	124	131
127	123	134	131	109	156
99	154	135	111	128	114
106	126	147	158	137	114
109	136	111	110	116	151
131	138	120	157	115	153
118	159	144	117	141	151
110	155	154	121	116	132
140	133	113	154	111	127
128	157	133	120	133	137
108	129	116	146	133	135
110	114	140	118	133	162
109	146	147	166	130	130
102	122	151	149	128	130
124	132	148	120	135	115
137	125	114	144	143	133
126	126	115	162	124	147



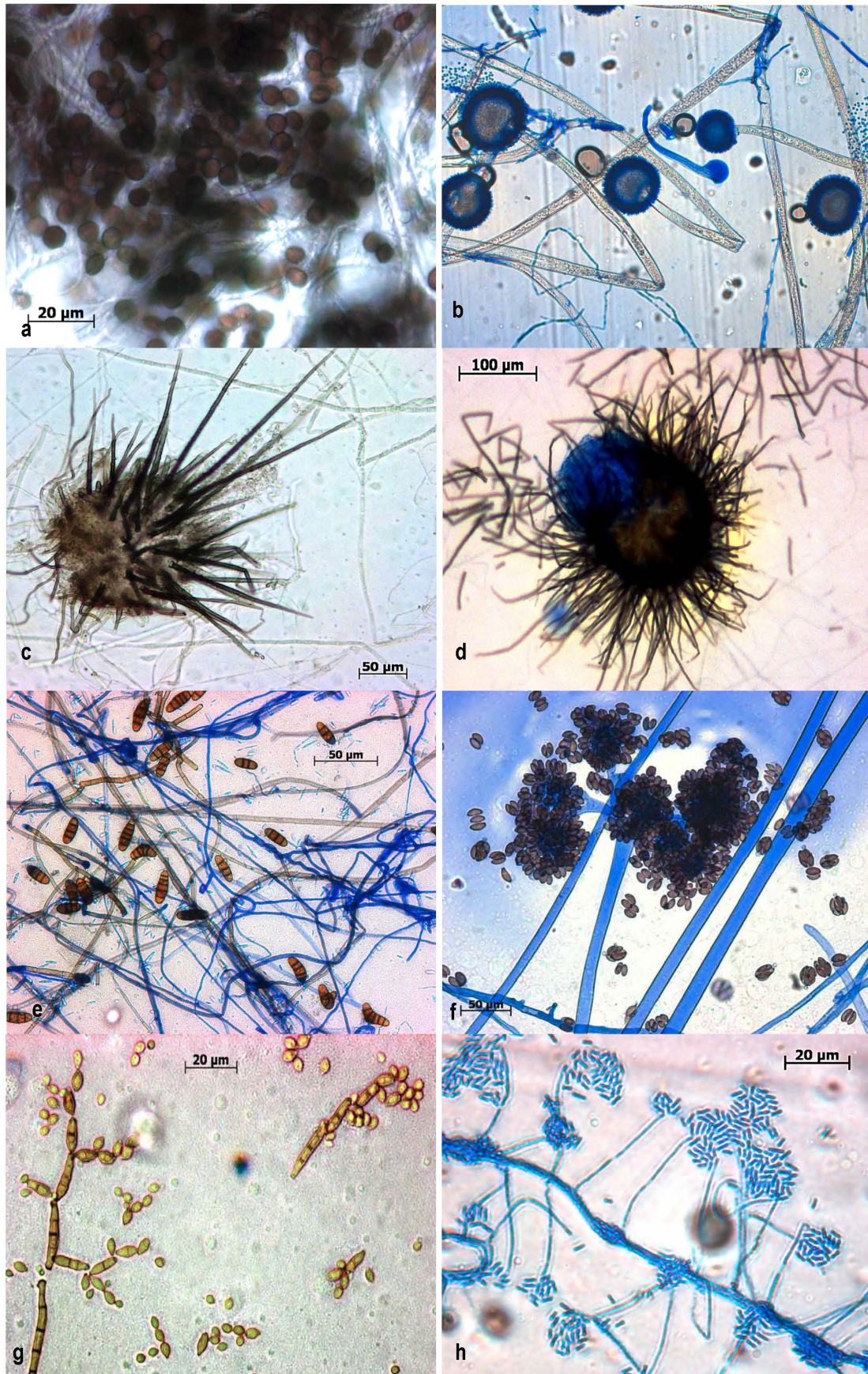
**Figure a1.** Aspect macroscopique des colonies de quelques mycotaxons endophytes isolés de la fraction foliaire des différents phytotaxons étudiés. **a** de gauche à droite: *Alternaria alternata* (Ca), *Lophodermium cedrinum* (Ca), *Neotyphodium* sp. 02 (Qi), *Fusicladium* sp. (Fx); **b** de gauche à droite: *Fusarium larvarum* (Ca), *Alternaria macrospora* (Qi), *Cladosporium fraxinicola* (Fx), *COELOMYCETES* 02 (Jo); **c** de gauche à droite: *Geniculosporium* sp. (Qi), *Discula* (= *Apiognomonia*) *quercina* (Qi), *Diplodia cupressi* (Jo), *Cryptosporiopsis* sp. (Ca); **d** de gauche à droite: *Helicomyces* sp. (Fx), *Cladosporium oxysporum* (Ebl), *Bipolaris* sp. (Qi), *Monacrosporium* (Aha) – Ca: *Cedrus atlantica*. Qi: *Quercus ilex*. Jo: *Juniperus oxycedrus*. Fx: *Fraxinus xanthoxyloides*. Ebl: *Euphorbia bupleuroides* subsp. *luteola*. Aha: *Artemisia herba-alba*.





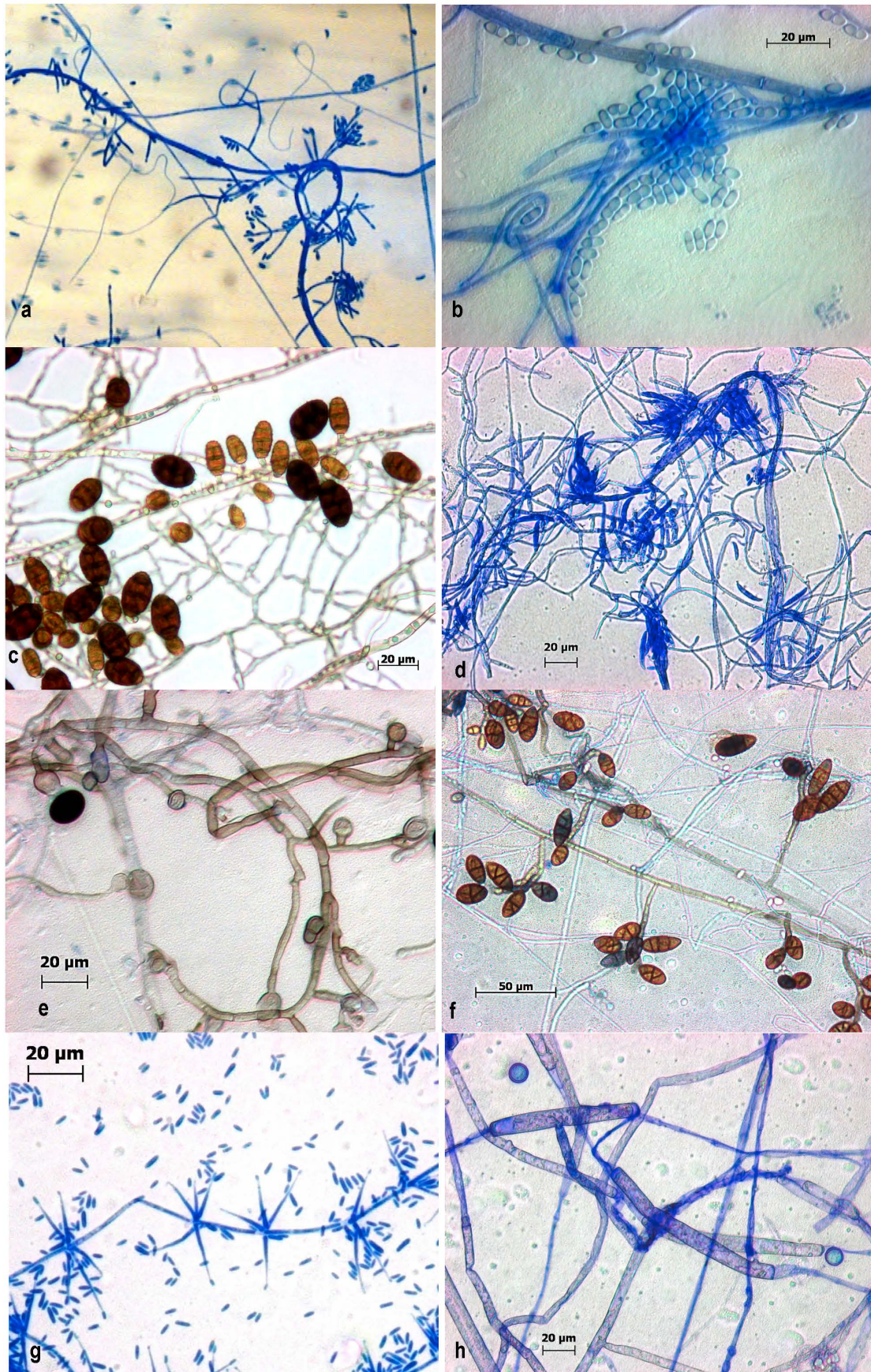
**Figure a2.** Exemples sur quelques mycotaxons endophytes anamorphes isolés des différentes plantes prospectées I. **a**, *Actinonema* sp. (Fx); **b**, *Arthrinium arundinis* (Jo); **c**, *Alternaria macrospora* (Qi); **d**, *Cladosporium oxysporum* (Ebl); **e**, *Bipolaris* sp. (Qi); **f**, *HYPHOMYCETES* 02 non-identifié (Qi), **g**, *Alternaria* sp. 03 (Ca); **h**, *HYPHOMYCETES* 01 non-identifié (Qi) – Fx: *Fraxinus xanthoxyloides*. Jo: *Juniperus oxycedrus*. Ebl: *Euphorbia bupleuroides* subsp. *luteola*. Qi: *Quercus ilex*. Échelles non-spécifiées de « a » à « f » (photos personnelles).





**Figure a3.** Exemples sur quelques mycotaxons endophytes anamorphes isolés des feuilles des différentes plantes prospectées II. **a**, *Arthrimum phaeospermum* (Ca); **b**, *Aspergillus* sp. 03 (Ca); **c** et **d**, *COELOMYCETES* 02 (Jo) (confusion avec *Chaetomium*); **e**, *Curvularia* sp. (Ca); **f**, taxon non-identifié (Jo); **g**, *Cladosporium fraxinicola* (Fx); **h**, *Neotyphodium* sp. 01 (Aha). – Ca : *Cedrus atlantica*. Jo : *Juniperus oxycedrus*. Fx : *Fraxinus xanthoxyloides*. Aha : *Artemisia herba-alba*. (Photos personnelles).





**Figure a5.** Exemples sur des mycotaxons endophytes isolés des feuilles des plantes prospectées IV. **a**, *Paecilomyces marquandii* (Aha); **b**, *Discula* sp. (*Apiognomonina* sp.) (Fx); **c**, *Pithomyces* sp. (Aha); **d**, *Fusarium larvarum* (Ca); **e**, *Nigrospora* sp. (Fx); **f**, *Ulocladium* sp. 02 (Qi); **g**, *Verticillium* sp. 02 (Qi); **h**, taxon non-identifié (Jo) – Aha: *A. herba-alba*. Fx: *F. xanthoxyloides*. Ca: *C. atlantica*. Qi: *Q. ilex*.





**Figure a7.** L'antracnose du chêne vert induite par *Apiognomonina quercina*. **a**, jaunissement et nécrose foliaire apicale (Dj. Tougurt); **b**, nécrose du limbe (Dj. Tougurt); **c**, nécrose foliaire partielle et apparition des fructifications asexuées; **d**, développement des symptômes sur feuilles infectées expérimentalement; **e**, acervule de l'anamorphe *Discula quercina*; **f**, conidies de *D. quercina*. (**a** à **d** : photos personnelles. **e** et **f** Alessandro Ragazzi sous permission de CAB International 2015).



## **Artemisia herba-alba Asso. 1779.**

### **NOMS VERNACULAIRES**

Arabe « الشبج »; Français: armoise herbe blanche; armoise blanche; Berbère: « izri »; Anglais: white wormwood.

### **TAXONOMIE-NOMENCLATURE**

Famille: Asteraceae Martinov 1820 (Compositae Giseke 1792).  
Sous-famille : Asteroideae (Cass.) Lind. 1829. Tribu : Anthemi-  
deae Cass. 1819. Sous-tribu : Artemisiinae Less. 1830.

Genre: *Artemisia* L. 1753.

Basionyme: ***Artemisia herba-alba* Asso. 1779.** *Synopsis Stirpium indigenarum Aragoniae.*, 117.

Synonymes: *Artemisia aethiopica* L. 1753. *Sp. Pl.* 2: 845; *Artemisia aragonensis* L. 1783. *Encycl.* [J. Lamarck et al.] 1(1): 269; *Artemisia herba-alba* var. *aurasiaca* Maire; *Artemisia herba-alba* var. *laxiflora* Boiss. 1875. *Fl. Orient.* 3: 365; *Artemisia lippii* Jan ex Besser. 1836. *Bull. Soc. Nat. Mosc.* ix: 79; *Artemisia ontina* Dufour 1820. *Ann. Gen. Sci. Phys.* vii: 294; *Seriphidium herba-album* (Asso) Soják. 1983. *Čas. Nár. Muz. Praze, Rada Přír.* 152(1): 22.

### **DESCRIPTION BOTANIQUE (QUÉZEL et SANTA 1963) (Figure a)**

Capitules pauciflores en général, homogames, à fleurs toutes hermaphrodites. Réceptacle nu. Corolle insérée très obliquement sur l'ovaire. Plante dressée, suffrutescente. Tiges nombreuses, tomenteuses, de 30-50 cm. Feuilles courtes, généralement pubescentes-argentées, pinnatifidées. Capitules sessiles ou subsessiles, généralement 2-5 flores (8-12 flores dans la var. *saharae* (Pomel) Q. et S.). Bractées externes de l'involucre orbiculaires, opaques et pubescentes; les intérieures oblongues, brillantes et glanduleuses. Plante polymorphe.

### **AIRE NATURELLE DE RÉPARTITION**

Depuis les îles Canaries et l'Espagne, Afrique du Nord, Proche-Orient, jusqu'au Turkménistan et Ouzbékistan (QUÉZEL et SANTA 1963; POTTIER-ALAPETITE 1981).

### **ECOBIOLOGIE**

Etage bioclimatique de végétation semi-aride à saharienne. Leur dimorphisme foliaire saisonnier permet sa remarquable résistance aux conditions hygrométriques déficitaires. Sols généralement à texture fine, drainés, marnes, marno-calcaires, sols bruns steppiques à texture moyenne, sols à encroustement calcaire et même sur sols sablonneux (psammophilie). Constituant typique de la végétation steppique.

### **PHYLOGÉNIE**

Travaux de VALLÈS et McARTHUR (2001); VALLÈS et al. (2003) (Figure a9); BROUILLET et al. (2001).

## **Cedrus atlantica (Endl.) Manetti ex Carrière 1855.**

### **NOMS VERNACULAIRES**

Arabe « الأرز الأطلسي »; Français: cèdre de l'Atlas; Berbère: « Idhgel »; Anglais: Atlas cedar.

### **TAXONOMIE-NOMENCLATURE**

Famille: Pinaceae Lindl. 1836 (Spreng. ex F. Rudolphi 1830).  
Sous-famille: Abietoideae Pilg. (Rich. ex Sweet 1826).

Genre: *Cedrus* Trew 1755.

Basionyme: ***Cedrus atlantica* (Endl.) Manetti ex Carrière 1855.** *Traité Gén. Conif.*: 285.

Synonymes: *Abies atlantica* (Endl.) Lindl. & Gordon 1850. *J. Hort. Soc. London* 5: 214; *Cedrus africana* Gordon ex Knight 1850. *Syn. Conif. Pl.* 42; *Cedrus argentea* Renou 1854. *Ann. Forrest.* 3: 3; *Cedrus libani* subsp. *atlantica* (Endl.) Batt. & Trab. 1905. *Fl. Algérie Tunisie* 397; *Cedrus libani* var. *glauca* Carrière 1855. *Traité Gén. Conif.* 284; *Cedrus libanotica* subsp. *atlantica* (Endl.) Jahand. & Maire 1931. *Cat. Pl. Maroc* 1: 13.

### **DESCRIPTION BOTANIQUE (CARRIÈRE 1867; QUÉZEL et SANTA 1963; FARJON 2010)**

Arbre atteignant 30-35 jusqu'à 40 m de hauteur sur un diamètre de 1,5 à 2 m. Tronc droit, élancé. Branches non verticillées, étalées, à rameaux plus ou moins disposés sur un seul plan. Feuilles (aiguilles) tétragones, souvent un peu incurvées, aiguës, de 1 – 1,5 – 2,5 – 3 cm de long sur 1 – 1,5 mm de large, disposées sur les pousses longues en spirale, à distance, près de la base de longue pousse plus encombrées, radialement diffuses. Tombant à la 2ème ou 3ème année; densément entassés sur les courtes pousses dans les pseudo-verticilles Cônes ellipsoïdaux, atteignant au plus 10 cm, à sommet ombiliqué. Écailles subcunéiformes, régulièrement élargies de bas en haut, très-minces et érosées-denticulées sur les côtés. Graines à aile très-mince, cartilagineuse, blanchâtre, presque transparente, droite d'un côté, légèrement dilatée du côté opposé, finement denticulée, horizontalement tronquée au sommet, qui vient presque effleurer le bord supérieur de l'écaillé. Pousses courtes et épaisses, écailleuses, de longueur variable avec l'âge (0,5 à 3 cm), assurgentes ou érigées. Bourgeons végétatifs globulaires-ovoïdes (2-3 × 1,5-2 mm), non-résineux. Écailles des bourgeons largement ovales, de couleur rouge-brun, brun foncé ou noirâtre à l'apex, caduques.

### **AIRE NATURELLE DE RÉPARTITION**

Monts de l'Atlas en Algérie et au Maroc (QUÉZEL et SANTA 1963).

## ECOBIOLOGIE

Espèce de haute altitude, entre 1370 et 2200 m (FARJON 2010). Commune en Algérie sur des altitudes de 1400 et 2200 m (limite supérieure à Chelia) alors qu'au Maroc, sa limite altitudinale inférieure est restreinte entre 1500 et 1600 m pour atteindre une hauteur supérieure de 2600, voir 2800 m (BOUDY 1952). Occurrence naturelle sur expositions Nord et Nord-Ouest. Les étages bioclimatiques conformes pour cette essence comme suit : l'étage semi-aride à hiver froid; subhumide à hiver froid; humide à hiver froid et humide à hiver frais. Relativement indifférent à la composition chimique du sol, craignant les substrats compacts non fissurés et les sols hydromorphes. En Algérie, une grande part des cédraies se concentre sur les roches mères siliceuses, et bien en moindre proportion, sur roche calcaire (BOUDY 1950). C'est une espèce adaptée aux conditions climatiques méditerranéennes: tolérant au stress hydrique, il peut supporter la sécheresse estivale atmosphérique comme la sécheresse édaphique.

## PHYLOGÉNIE

Sur la base du séquençage de l'ADN extra-chromosomiques (chloroplastes et mitochondries) (QIAO *et al.* 2007); caractérisation des allozymes (SCALTSOYIANNES 1999); analyses du polymorphisme RAPD (RENEAU-MORATA *et al.* 2005); l'ADN extra-chromosomique (WANG *et al.* 2000) ; Phylogénie moléculaire combinées aux données fossiles (TERRAB *et al.* 2008).

### ***Euphorbia bupleuroides* subsp. *luteola* (Kralik)**

Maire 1939.

## NOMS VERNACULAIRES

Arabe: « الحلايبية »; Français: Euphorbe aux feuilles lancéolées; Berbère: « *than'ghouth* »; Anglais:

## TAXONOMIE-NOMENCLATURE

Famille: Euphorbiaceae Juss. 1789. Sous-famille: Euphorbioideae Burnett 1835. Tribu: Euphorbieae Dumort. 1829. Sous-tribu: Euphorbiinae Griseb. 1859.

Genre: *Euphorbia* L. 1753.

Basionyme (non-résolu): ***Euphorbia nicaeensis* var. *hispanica* (Degen & Hervier) Cuatrec 1929. *Trab. Mus. Ci. Nat. Barcelona* 12: 354.**

Synonymes: *Euphorbia bupleuroides* subsp. *luteola* (Kralik) Maire 1939. *Bull. Soc. Hist. Nat. Afrique N.* 30: 363; *Euphorbia luteola* Kralik 1858. *Pl. Alger. Select.* 83.

## DESCRIPTION BOTANIQUE (MAIRE 1939; QUÉZEL et SANTA 1963)

Plante puissante des rocailles des montagnes, à feuilles lancéolées ou lancéolées-linéaires. Bractées tout au plus 2-3 fois plus longues que larges, ovales ou triangulaires.

Graines ornées de bandelettes longitudinales peu saillantes. Selon MAIRE (1939) une autre sous-espèce, *eu-bupleuroides* est assez semblable avec la sous-espèce *luteola*, alors que QUÉZEL et SANTA (1963) énoncèrent que cette dernière diffère de *eu-bupleuroides* par le fait que les feuilles caulinaires ont une marge entière et ne noircissant pas à la dessiccation.

## AIRE NATURELLE DE RÉPARTITION

Montagnes de l'Algérie, au-dessus de 1000 m d'altitude (QUÉZEL et SANTA 1963).

## ECOBIOLOGIE

Données non-disponibles.

## PHYLOGÉNIE

Des études phylogénétiques relatives à la famille des Euphorbiaceae ainsi qu'au genre *Euphorbia* sont documentées (BARRÉS *et al.* 2011; HORN *et al.* 2012; DORSEY *et al.* 2013; PATTERSON *et al.* 2015) (Figure a). Cependant, même si certains phytotaxons ciblés sont ubiquistes et/ou particuliers au bassin méditerranéen, *E. bupleuroides* subsp. *luteola* ne fut pas l'objet de tels travaux.

## Note

[Les métabolites secondaires fonctionnels de ce phytotaxon (mentionnée ainsi *E. bupleuroides*), à savoir les terpénoïdes fut l'objet d'une étude récente de AICHOUR *et al.* (2014)].

### ***Fraxinus xanthoxyloides* (G.Don) Wall. ex A.DC. 1844.**

## NOMS VERNACULAIRES

Arabe: « الدردار البري »; Français: Frêne dimorphe; Berbère: « *Touzzalt* »; Anglais: Algerian ash, Afghan Ash.

## TAXONOMIE-NOMENCLATURE

Famille: Oleaceae Hoffmannsegg & Link 1809. Tribu: Oleaeae (Hoffmannsegg. & Link ex R. Br.) Dumont. 1827. Sous-tribu: Fraxininae (Vent.) Wallander & V. Albert 2000.

Genre: *Fraxinus* L. 1753. (*Ornus* Pers. 1805). Section: *Sciadanthus* Coss. et Dur.

Basionyme: *Fraxinus xanthoxyloides* (G.Don) Wall. ex A.DC. 1844. *Prodr.* 8: 275.

Synonymes: *Fraxinus dimorphus* Coss. & Dur. *Herbarium Placemont: Monsanto*, 2nd, B, 243; *Fraxinus dimorpha* Coss. & Dur. 1855. *Bull. Soc. Bot. France* 2: 367. *Fraxinus moorcroftiana* (G.Don) Brandis 1874. *Forest Fl. N.W. India* 304; *Fraxinus oxyacanthifolia* Dippel 1889. *Handb. Laubholz.* 1: 70; *Ornus moorcroftiana* G.Don 1837. *Gen. Hist.* 4: 57; *Ornus xanthoxyloides* G.Don 1837. *Gen. Hist.* 4: 57.

**DESCRIPTION BOTANIQUE** (WESMAEL 1892; QUÉZEL et SANTA 1963)

Feuilles de 8 à 10 cm à l'état adulte, plus ou moins pubescentes sur la face inférieure, à pétiole commun fortement canaliculé. Les folioles sont de 3 à 9, ovales-lancéolées, sub-sessiles, de 0,5 à 3,5 cm, typiquement bordées de dents obtuses peu profondes. Bourgeons noirs. Inflorescences en petites ombelles sessiles, longues de 1 à 2 cm. Samares émarginées au sommet, tronquées ou légèrement échancrées, longues d'environ 4 cm, dont l'aile dépasse la moitié de la longueur du fruit, réunies en glomérules pendants le long des rameaux et à l'ombre des feuilles.

#### **AIRE NATURELLE DE RÉPARTITION**

Maroc, Algérie, Afghanistan, Nord du Pakistan et de l'Inde, Ouest de l'Himalaya (DAVIS et HEDGE 1971).

#### **ECOBIOLOGIE** (SHEIKH 1993)

Fréquent sur rochers, pâturages des hautes montagnes, sur pentes moyennes, constituant élémentaire de la végétation ripisylve. Développant sur une multitude de supports édaphiques calcaires, limoneux, riches et profonds, à une altitude de 1000 jusqu'à 2500 m. Adapté aux zones recevant des précipitations annuelles allant de 250 mm à 1000 mm, préférant les étages bioclimatiques semi-arides à hiver frais, ou arides. Très résistant à la sécheresse et aux gelées.

#### **PHYLOGÉNIE**

En relation avec les données moléculaires et l'histoire biogéographique impliquant la migration et la vicariance des phytotaxons (HINSINGER *et al.* 2013). Sur la base du séquençage de l'ITS et les données morphologiques (WALLANDER 2008, 2013).

### ***Juniperus oxycedrus* L. 1753.**

#### **NOMS VERNACULAIRES**

Arabe: « الطاقية »; Français: oxycèdre, genévrier oxycèdre, genévrier cade, genévrier épineux; Berbère: « *Thakka* »; Anglais: prickly juniper.

#### **TAXONOMIE-NOMENCLATURE**

Famille: Cupressaceae Bartling 1830. Sous-famille: Juniperoideae Endl. ex K. Koch 1873. Tribu: Junipereae Dumort. 1829. Sous-tribu: Juniperinae Rchb. 1831. Section : *Oxycedrus* Spach 1841.

Genre: *Juniperus* L. 1753. (*Sabina* Mill. 1754).

Basionyme: *Juniperus oxycedrus* L. 1753. *Sp. Pl.* 1038.

Synonymes: *Juniperus glauca* Salisb. 1796. *Rodr. Stirp. Chap. Allerton* 397; *Juniperus heterocarpa* Timb.-Lagr. ex Nyman *Consp.* 1881. *Fl. Eur.* 676; *Juniperus oxycedrina* St.-Lag. 1880.

*Ann. Soc. Bot. Lyon* 7: 128; *Juniperus wittmanniana* Fisch. ex Lindl. 1850. *Hort. Soc. London* 5: 200; *Oxycedrus ericoides* Pandiani 1912. *Atti Soc. Ligustica Sci. Nat. Geogr.* 23: 244; *Oxycedrus withmanniana* Carrière 1867. *Traité Gén. Conif.* éd. 2: 13.

**DESCRIPTION BOTANIQUE** (COSTE 1906; MAIRE 1952; FARJON 2010)

Arbrisseau ou arbuste dressé de 1–8 m, avec bourgeons écaillés. Feuilles étalées, aciculaires, 1–3 cm de long, verticillées par 3 et disposées sur 6 rangs, toute linéaires en alène à pointe fine et piquante, feuille à face ventrale présentant deux bandes stomatiques glauques séparées par la nervure médiane. Tige monopodiale ou multiple, tronc pouvant atteindre 1 m de diamètre, écorces aux fissurée-striée longitudinalement. Plante à fleurs dioïques, fruits (galbules) rouges et luisants à la maturité (8–10 mm).

#### **AIRE NATURELLE DE RÉPARTITION**

Région méditerranéenne, le pourtour de la Mer noire et au Moyen-Orient.

#### **Note**

MAIRE (1952) ainsi que QUÉZEL et SANTA (1963) stipulèrent l'occurrence en Algérie de deux sous-espèces: ssp. *rufescens* Link. Deb. et ssp. *macrocarpa* (S. et Sm.) Ball. et qui diffèrent notamment en matière de l'allure des fleurs mâles ainsi que la couleur des galbules.

#### **ECOBIOLOGIE**

Arbuste commun faisant partie de la végétation sclérophylle méditerranéenne, le genévrier oxycèdre constitue un élément biologique principal des maquis et garrigues. Ce phytotaxon est connue pour ses associations avec une multitude d'espèces ligneuses à savoir *Quercus* spp., *Pinus* spp. *Cedrus* spp., *Pistacia* spp., *Fraxinus xanthoxyloides*, *Carpinus betulus* ou encore avec d'autres *Juniperus* (FARJON 2010). Rencontré sur des basses (zones côtières) à hautes altitudes (allant jusqu'à 2200 m). Cette cupressacée se développe sur des sols généralement drainés, calcaires, relativement pauvres en matière organique, sur sols pue profonds supportés par un substrat marneux, marno-calcaire ou siliceux, mais rare sur les dunes de sable; alors que dans les pâturages à des altitudes plus élevées il est généralement un indicateur de surpâturage. Il tolère la sécheresse mais sa réaction aux froids extrêmes est corrélée à son aspect continental.

#### **PHYLOGÉNIE**

Les analyses phylogénétiques portant sur *J. oxycedrus*, ses sous espèces ainsi qu'en relation avec les phytotaxons du même genre furent l'objet des études menées par ADAMS *et al.* (2005); MAO *et al.* (2010); ADAMS et SCHWARZBACH (2012, 2013) et plus récemment, par BORATYŃSKI *et al.* (2014).

## **Quercus ilex L. 1753.**

### **NOMS VERNACULAIRES**

Arabe: « البيلوط الأخضر »; Français: chêne vert, yeuse; Berbère: « Kerrouche »; Anglais: holm oak.

### **TAXONOMIE-NOMENCLATURE**

Famille: Fagaceae Dumort. 1829. Sous-famille: Quercoideae Oerst. 1866.

Genre: *Quercus* L. 1753.

Section: *Ilex* Endl. 1847. Oerst. (1866).

Basionyme: ***Quercus ilex* L. 1753. Sp. Pl. 995.**

Synonymes: *Quercus alpina* Endl. 1848. *Gen. Pl. Suppl.* 4(2): 25; *Quercus ballota* var. *grandifolia* Colmeiro 1854. *Exámen Encinas* 10; *Quercus castellana* Poir. 1811. *Encycl. Suppl.* 2: 226; *Quercus crispa* K.Koch 1873. *Dendrologie* 2(2): 56; *Quercus gracilis* Lange 1861. *Vidensk. Meddel. Naturhist. Foren. Kjöbenhavn* 3: 36; *Quercus prasina* Pers. 1807. *Syn. Pl.* 2: 568; *Quercus sempervirens* Mill. 1768. *Gard. Dict.* ed. 8 3; *Quercus rotundifolia* f. *expansa* (Poir.) F.M.Vázquez 1998. *Semillas Quercus: Biol., Ecol. Manejo* 83.

### **DESCRIPTION BOTANIQUE (COSTE 1906; MAIRE 1961)**

Arbre ou arbrisseau de 2-15 mètres, à écorce non crevassée, à ramules tomenteux; feuilles petites ou moyennes, coriaces, persistant 2 ou 3 ans, pétiolées, ovales oblongues ou lancéolées, dentées-épineuses ou entières sur les vieilles branches, d'un vert obscur en dessus, grises ou blanches-tomenteuses en dessous, à 12-20 nervures secondaires; chatons mâles allongés, pubescents; fruits sub-sessiles sur les ramules de l'année. Cupule hémisphérique, grise-tomenteuse, à écailles toutes appliquées; gland très variable, surmonté d'une pointe longue glabre dans le bas. Arbre à racine profondément pivotante, très drageonnant jusqu'à un âge assez avancé. Chatons mâles pendants, fasciculés au sommet des rameaux de 2 ans, à l'aisselle des feuilles, ou solitaires à la base des ramules de l'année, atteignant 4-7 cm long., pourvus à la base d'une bractée rousse, membraneuse, à rachis tomenteux; fleur sassez espacées. Bractées lancéolées, plus ou moins aiguës, villeuses, égalant à peu près la fleur. Inflorescences femelles dressées sur les ramules de l'année, solitaires à l'aisselle des feuilles supérieures, plus ou moins allongés, 2-7 flores, à rachis tomenteux. Bractées largement lancéolées, acuminées ou plus ou moins obtuses.

### **AIRE NATURELLE DE RÉPARTITION**

Au niveau de la plupart des pays bordant la zone Ouest du bassin méditerranéen comme l'Algérie, Espagne, France, Italie, Tunisie, Maroc. Mais présent également en Grèce et en

Turquie (BARBERO *et al.* 1992) et bien que cette espèce soit considérée comme étant méditerranéenne, elle est retrouvée spontanément sur des zones avoisinant la côte atlantique comme en Bretagne (France) et au Portugal.

### **ECOBIOLOGIE**

Largement réparti sur le pourtour méditerranéen, le chêne vert constitue des peuplements typiquement climaciques, eut égard à sa plasticité remarquable et à sa grande amplitude écologique et climatique, c'est pourquoi il se développe sur le spectre bioclimatique méditerranéen incluant l'étage semi-aride, subhumide, humide jusqu'au per-humide (AFZAL-RAFI 1988; BARBERO *et al.* 1992). Sur le plan édaphique, il se développe aussi bien sur sols profonds que superficiels sur substrat essentiellement calcaire mais sur d'autres substrats également. Selon BARBERO *et al.* (1992) en Afrique du Nord, les chênaies sont impliquées dans l'élaboration d'un large spectre pédologique à savoir les sols fertialitiques (étage semi-aride), rouges bruns méditerranéens (étage subhumide), ainsi que les sols bruns méditerranéens (étages humide et perhumide). En Afrique du Nord, cette fagacée occupe une vaste gamme altitudinale, de 700 – 900 m et encore de 2500 à 2800 m.

Alors que la variabilité morphologique de *Q. ilex* fut l'objet d'un grand éventail de débat en la matière, il a été catégorisé en deux principaux types morphologiques; le type « *ilex* » marqué par des feuilles plus longues et larges, occupant les zones situées sur la rive Nord du bassin méditerranéen jusqu'aux côtes atlantiques de la France. Ce type est restreint aux étages subhumides et humides (BARBERO *et al.* 1992). D'autre part, on distingue le type « *rotundifolia* » caractérisé par ses feuilles plus petites, rondes et d'un limbe épais, occupant les zones continentales de l'Afrique du Nord et de l'Espagne, sous les climats méditerranéens qui varient du semi-aride (marqué d'ailleurs par des conditions continentales imposantes) jusqu'au perhumide (LUMARET *et al.* 2002). Approuver ces deux morphotype par la communauté scientifique marqua une disparité relative en termes de considération biologique de *Q. ilex*. En effet, ces deux morphotypes ont été considérés comme étant deux espèces distinctes par TUTIN *et al.* (1993), ou encore deux sous-espèces par SAENZ DE RIVAS (1967) ou simplement comme étant deux variétés (MAIRE 1961).

### **PHYLOGÉNIE**

Des études portant sur des analyses phylogénétiques de *Q. ilex* furent réalisées par LUMARET *et al.* (2002) impliquant la variabilité phylogéographique de l'ADN des chloroplastes, ou encore la variabilité du tectum pollinique (DENK et GRIMM 2009).





Figure a8. Spécimen de l'armoise blanche (*Artemisia herba-alba*)  
(Photo personnelle redimensionnée)

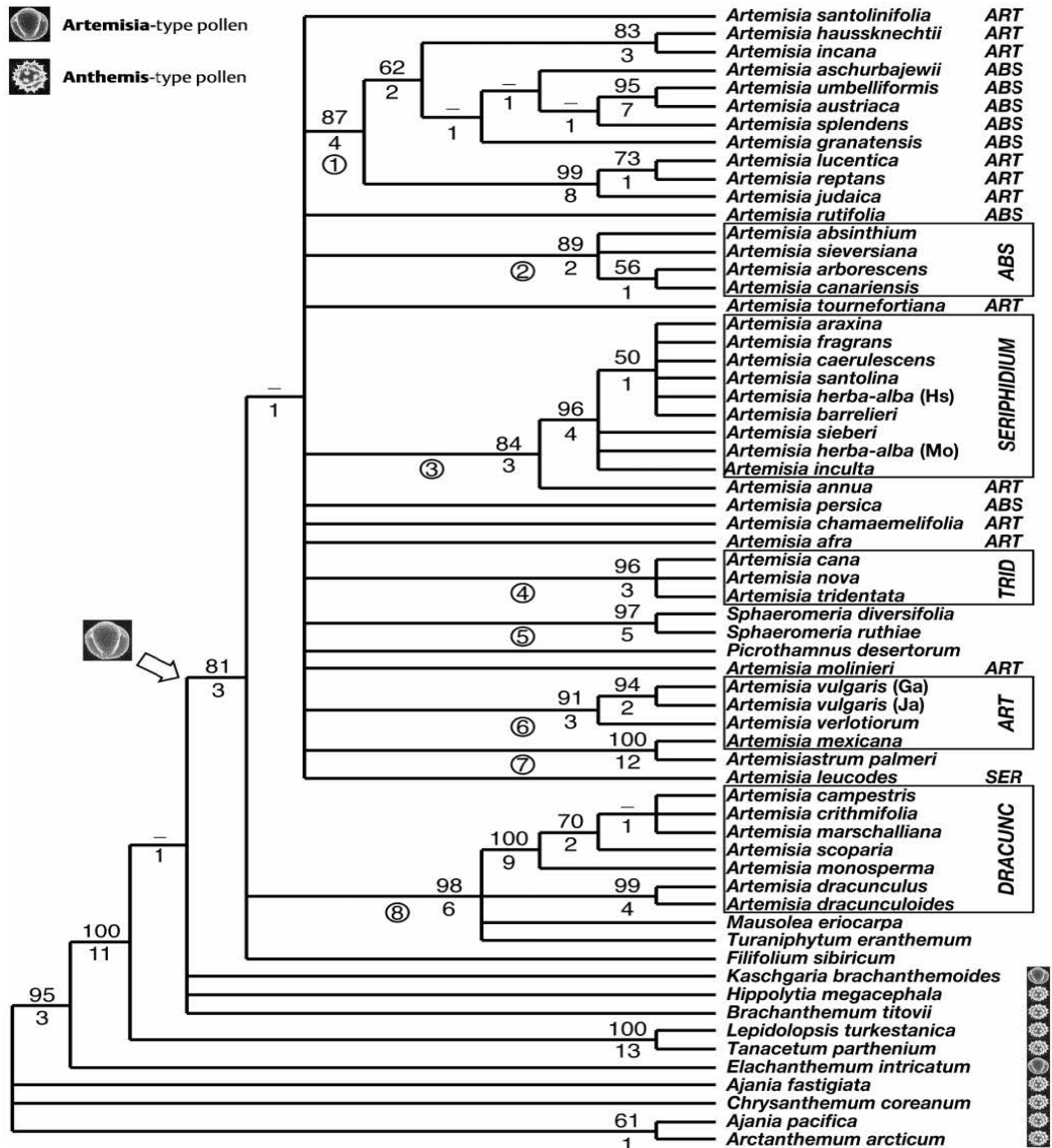


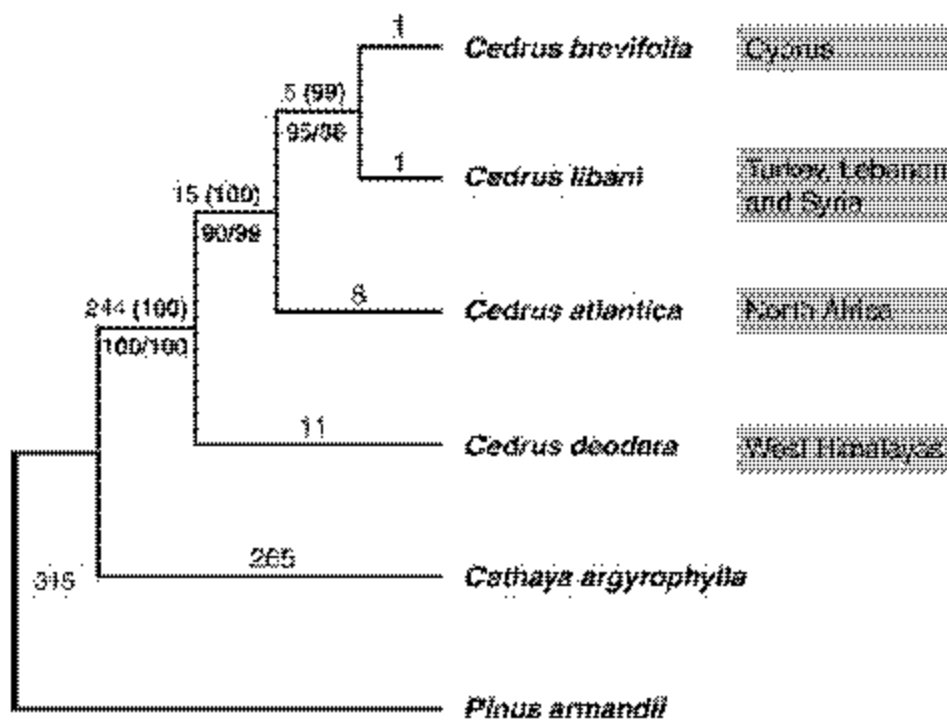
Figure a9. Dendrogramme phylogénique du genre *Artemisia* (Vallès et al. 2003) (sous permission de Georg Thieme Verlag)



**Figure a10.** Dépérissement massif de la cédraie de Dj. Bordjem (photo personnelle)



**Figure a11.** A droite: Aiguilles de *C. atlantica* avec un aspect glabrescent (il s'agit probablement de la sous-espèce *glauca* ; à gauche : graine (G) et jeune plant de cèdre (JP) – versant Nord du col Talmat (photos personnelles)



**Figure a12.** Dendrogramme phylogénique issu de l'analyse de l'ADN extrachromosomique des différentes espèces appartenant au genre *Cedrus* (QIAO *et al.* 2007)  
(Sous permission d'Oxford University Press)



## ملخص

قمنا من خلال هذا البحث بدراسة تفصيلية للفطريات الداخلية على مستوى الأوراق لست أنواع نباتية متواجدة طبيعياً بجبال بلزمة والأوراس، الأرز الأطلسي (*C. atlantica*) الطاقة (*J. oxycedrus*) البلوط الأخضر (*Q. ilex*) الدردار البري (*F. xanthoxyloides*) الحلاب (*E. bupleuoides* subsp. *luteola*) وكذا نبات الشيح (*A. herba-alba*) كما تم الحصول على 110 عزلات فطرية داخلية موزعة على ثلاث وتسعون وحدة تصنيفية تم تعريفها على مستوى النباتات المدروسة. مسجلتين في نفس الوقت غالبية مطلقة للإطوار اللاجنسية. من ناحية أخرى وبالاعتماد على نتائج تحليل أجزاء من الحمض النووي rDNA بعد عملية البلمرة النووية أو PCR تم التعرف على أنواع فطرية داخلية كما تم إنجاز تحاليل فيلوجينية للفطر *Lophodermium* BCA212 المتوافق مورفولوجياً مع *L. cedrinum*, *Arthrinium arundinis* AM262395 بالإضافة إلى *Apiognomonina quercina* (= *Discula quercina*) CBAS12، والتي تم عزلها من أوراق *J. oxycedrus*, *C. atlantica* و *Q. ilex*. من الناحية الإيكولوجية تبين بأن الموقع الجغرافي وتعاقب الفصول هما عاملان فعالان ومؤثران في درجة ونوعية الإصابة الفطرية لمختلف الأنواع النباتية المدروسة كما بينا في مرحلة أخرى من الدراسة بأن بعض الخصائص الإيثولوجية والمورفوفيزيولوجية لأطوار الفطر *L. cedrinum* الغير مسببة للأعراض (الداخلية) والمسببة للأعراض (الممرضة) بإمكانها تزويدنا معطيات هامة حول تطور الوضعية الصحية لغابات الأرز الأطلسي ببلزمة. مع الأخذ بعين الاعتبار التأثير المتفرد أو المشترك للحالة الفيزيولوجية لأوراق هذا النوع من الصنوبريات والخصائص النوعية للموقع في الأخير تم عرض مختلف مراحل الدورة البيولوجية لمرض احمرار أوراق الأرز الأطلسي والمسبب من الفطر المذكور آنفاً. مبرزين في نفس الوقت إمكانية تغير غطه الغذائي مما قد يساهم بقدر ما في الاضطرابات المسجلة مؤخراً على مستوى غابات الأرز خاصة عنقطة

الكلمات المفتاحية الفطريات الداخلية *Lophodermium cedrinum* بلزمة. الأوراس. التنقيب البيولوجي

## Résumé

La mycoflore endophyte foliaire fut exhaustivement étudiée au niveau de six phytotaxons caractéristiques des massifs de Bélezma et des Aurès : le cèdre de l'Atlas (*Cedrus atlantica*); le genévrier oxycèdre (*Juniperus oxycedrus*); le chêne vert (*Quercus ilex*); le frêne dimorphe (*Fraxinus xanthoxyloides*); l'euphorbe de Nice (*Euphorbia bupleuoides* subsp. *luteola*) ainsi que l'armoise blanche (*Artemisia herba-alba*). 110 isolats dont 93 mycotaxons endophytes ont pu être identifiés chez les plantes-hôtes prospectées. Les anamorphes étant la forme la plus fréquemment isolée. D'autre part, une identification des mycotaxons via l'amplification et le séquençage des fragments spécifiques de l'ADNr a permis la caractérisation de 9 entités fongiques. Par ailleurs, des analyses phylogénétiques furent élaborées pour les taxons *Lophodermium* BCA212 (apparentée morphologiquement à *L. cedrinum*); *Arthrinium arundinis* AM262395 et *Apiognomonina quercina* (= *Discula quercina*) CBAS12 isolés respectivement des aiguilles de *C. atlantica*, *J. oxycedrus* et des feuilles de *Q. ilex*. Sur le plan écologique, il a été constaté que les facteurs géographiques et saisonniers déterminent largement l'ampleur de l'infection et la structure spécifique des champignons endophytes. D'autre part, la bioprospection du taxon *L. cedrinum* nous a démontré que certains traits étiologiques, morphologiques et physiologiques marquant ses formes asymptomatiques et symptomatiques peuvent nous renseigner sur le statut phytosanitaire des cédraies étudiées du massif de Bélezma tout en considérant l'effet seul ou combiné de l'état physiologique de l'aiguille, le substrat ainsi que le site prospecté. Enfin, un cycle hypothétique de la maladie du rouge cryptogamique induite par ce champignon sur le cèdre de l'Atlas révéla un possible *shift* du comportement trophique de cet agent causal, témoignant une perturbation des stations forestières à cèdre notamment dans le massif de Bélezma.

**Mots-clés:** champignons endophytes, *Lophodermium cedrinum*, Bélezma, Aurès, bioprospection.

## Abstract

Leaf-associatif endophytic mycoflora was exhaustively studied in key plant taxa of Bélezma and Aurès mountains: Atlas cedar (*Cedrus atlantica*); prickly juniper (*Juniperus oxycedrus*); holm oak (*Quercus ilex*); Algerian ash (*Fraxinus xanthoxyloides*) as well as the spurge of Nice (*Euphorbia bupleuoides* subsp. *luteola*) and the white wormwood *Artemisia herba-alba*. 110 endophyte isolates including 93 mycotaxa were identified among the prospected host plants, recording a high level of anamorphic (asexual) forms. On the other hand, identification of fungi based on by-PCR nucleic acid amplification and sequencing specific fragments of rDNA allowed the characterization of 9 fungal entities. Furthermore, phylogenetic analysis were developed for *Lophodermium* BCA212 (morphologically related to *L. cedrinum*); *Arthrinium arundinis* AM262395 and *Apiognomonina quercina* (= *Discula quercina*) CBAS12, isolated respectively from leaves of *C. atlantica*, *J. oxycedrus* and *Q. ilex*. In ecological point of view, it was found that geographical situation of sites and the seasonality factors can largely affect the extent of infection and the specific structure of endophytic fungi. Moreover, the bioprospection of *L. cedrinum* has shown that some etiologic, morphological and physiological traits of asymptomatic and symptomatic forms can inform us on the phytosanitary situation of Atlas cedar forests of Belezma while considering at least the combined effects of the physiological state of needles, the substrate and the survey site. Finally, a hypothetical biological cycle of the needle-cast disease caused by this fungus Atlas cedar revealed a potential shift of the feeding behavior of the causal agent, indicating a disturbance of forest stations in the especially in Belezma.

**Keywords:** fungal endophytes, *Lophodermium cedrinum*, Bélezma, Aurès, bioprospection.