

République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
Université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou



Faculté des Sciences Biologiques et des Sciences Agronomiques

Département de Biologie

Mémoire de fin d'études

en vue de l'obtention du diplôme :

Master en Sciences Biologiques

Spécialité: Biodiversité et Physiologie Végétale

Thème

**Contribution à l'étude de la mycorhization et
de la microflore rhizosphérique de *Taxus***

Présenté par :

TAALABI Dihia

TAKHARABTE Siham

Soutenu le : 21/09/2023

Devant le jury composé de :

Présidente : Mme Kadi-Bennane Saliha

MCA-UMMTO

Promotrice : Mme Bournine-Harchaoui Chafia

MCB-UMMTO

Co-promotrice : Mme Mezaour Nadjat

MAA-UMMTO

Examineur : Mr Limane Abdelkrim

MCA-UMMTO

2022/2023

Remerciements

Au terme de ce travail, nous remercions en premier lieu ALLAH, maître des cieux et de la terre de nous avoir illuminé et ouvert les portes de savoir, et de nous avoir donné la volonté et le courage d'élaborer ce travail.

Nous adressons nos sincères remerciements à notre promotrice Mme BOURNINE-HARCHAOUI C., Maître de Conférences Classe B, d'avoir accepté de nous encadrer, pour son aide, sa compréhension, ses encouragements, ses conseils et sa disponibilité, et de nous avoir fait confiance et croire en nous.

Nous remercions infiniment notre Co-promotrice Mme MEZAOUR N., Maître Assistant Classe A, de nous avoir conseillé, aidé et guidé tout au long de la réalisation de ce travail.

Nos remerciements vont aux membres de jury :

Mme KADI-BENNANE S., qui nous a fait l'honneur de présider ce jury,

Mr LIMANE A., qui a accepté d'examiner ce travail.

Nous exprimons nos profonds remerciements à l'ingénieure de laboratoire Mme BEDDAD K., pour sa modestie, gentillesse, disponibilité, l'aide et l'intérêt qu'elle a apporté à notre travail.

Nous tenons à remercier les membres de parc national du Chréa chacun son nom, de l'Akfadou : Mme BABOU T., Mr HOURI S., et Mr HADDOUCHE S., ainsi les étudiants, qui nous ont aidé durant l'échantillonnage.

À la fin, nous remercions toute personne ayant contribué de prêt ou de loin dans l'élaboration et l'aboutissement de ce modeste travail.

Dédicaces

C'est avec joie que je dédie cet humble travail ...

À mes chers parents, symbole d'amour et de tendresse, qui n'ont pas cessé de m'encourager, me guider et de prier pour moi. Je vous remercie pour l'amour et le soutien inconditionnels que vous me portez, et les sacrifices que vous continuez de faire pour moi depuis mon enfance. J'espère que votre bénédiction m'accompagne toujours;

À mes chères grands-parents, pour l'amour et la confiance qu'on m'apportent, spécialement ma grand-mère, pour son soutien et ses prières cordiales ;

À mes chères sœurs, et mon cher frère, avec lesquels je partage la joie et la tristesse, le bien et le mal;

À tous les membres de ma famille qui me sont chers : Oncles et Tantes, Cousins et Cousines, chacun en son nom ;

À mes chers enseignants du primaire à l'université, auxquels je dois beaucoup de mérite;

À ma chère amie et binôme « Siham » et sa famille ;

À mes chères amies et camarades ;

À vous chers lecteurs;

Puisse Dieu le très haut, vous accorde tous: santé, bonheur et longue vie, et faire en sorte que jamais je ne vous déçoive. Et que ce travail soit à la hauteur de vos aspirations.

DIHIA

C'est avec joie que je dédie cet humble travail ...

À mes chers parents, symbole d'amour et de tendresse, qui n'ont pas cessé de m'encourager, me guider et de prier pour moi. Je vous remercie pour l'amour et le soutien inconditionnels que vous me portez, et les sacrifices que vous continuez de faire pour moi depuis mon enfance. J'espère que votre bénédiction m'accompagne toujours ;

À ma chère sœur, et mes chers frères, avec lesquels je partage la joie et la tristesse, le bien et le mal ;

À mes chers enseignants du primaire à l'université, auxquels je dois beaucoup de mérite ;

À ma chère amie et binôme « Dîhîa » et sa famille ;

À mes chères amies et camarades ;

À vous chers lecteurs ;

Puisse Dieu le très haut, vous accorde tous : santé, bonheur et longue vie, et faire en sorte que jamais je ne vous déçoive. Et que ce travail soit à la hauteur de vos aspirations.

SIHAM

Liste des abréviations

ACC : acide 1-aminocyclopropane-1-carboxylique.

AIA : acide indole-3-acétique.

AM : mycorhizes à arbuscules.

C : contacte.

CD : courte distance.

Cm : centimètre.

CM : champignon mycorhizien.

ECM : ectomycorhize.

FI : Fontaine de Ifs.

FPA : Formol, Acide propionique et Ethanol.

G : grossissement.

Gn : Gélose nutritive.

m : manteau fongique.

M : mycorhizée.

MLD : moyenne et longue distance.

Mm : millimètre.

MM : mycorhize morte.

N : azote.

NM : non mycorhizée.

P : phosphore.

PGPR : Plant Growth Promoting Rhizobacteria (rhizobactérie favorisant la croissance des plantes).

pH : potentiel Hydrogène.

Pm : pourcentage de mycorhization.

rh : réseau de Hartig.

Sb : Sabouraud.

Introduction générale	1
Chapitre I : Synthèse bibliographique	
I. Généralités sur <i>Taxus baccata</i>	3
I.1. Description de l'espèce.....	3
I.2. Position systématique de l'If.....	5
I.3. Habitat.....	5
I.4. Intérêt de <i>Taxus baccata</i>	5
II. Les mycorhizes.....	6
II.1. La symbiose mycorhizienne.....	6
II.2. Les différents types de mycorhizes.....	7
II.2. 1-Les ectomycorhizes	7
II.2.2. Les endomycorhizes.....	8
II.2.2.1. Les mycorhizes arbusculaires (AM)	8
II.2.2.2. Les mycorhizes Ericoïdes	9
II.2.2.3. Les mycorhizes arbutoïdes	9
II.2.2.4. Les mycorhizes monotropoïdes.....	9
II.2.2.5. Les mycorhizes des orchidées.....	10
II.2.3. Les ectendomycorhizes	10
II.3. Rôles des mycorhizes et des champignons mycorhiziens.....	11
III. La Rhizosphère.....	13
III.1. Définition du milieu sol.....	13
III.2. Définition de la rhizosphère	13
III.3. La rhizosphère et sa communauté microbienne.....	13

III.3.1. Les bactéries rhizosphériques	14
III.3.1.1. Le rôle des bactéries	15
III.3.2. Les champignons mycorhiziens.....	16
Chapitre II : Partie expérimentale	
I. Présentation des stations d'étude.....	19
I.1. Station de la fontaine des ifs dans la forêt de l'Akfadou.....	20
I.2. Station de Aïn Kechout dans le parc national de Chréa.....	20
I.3. Les données pédologiques.....	21
I.4. Les données climatiques.....	21
II. Matériel végétale.....	22
II.1. Période et méthode de prélèvement.....	22
III. Paramètres pédologiques étudiés.....	23
III.1. Mesure de pH du sol.....	23
IV. Description des ectomycorhizes.....	23
IV.1. Comptage des ectomycorhizes.....	24
V. Description des endomycorhizes.....	25
V.1. Comptage des endomycorhizes.....	25
VI. Extraction et observation des spores.....	26
VII. Isolement et description des bactéries et champignons.....	27
VII.1. Ensemencement décimal.....	27
VII.2. Caractérisation des souches bactériennes isolées.....	28
VII.2.1. Examen macroscopique.....	28
VII.2.2. Examen microscopique.....	28
VII.2.2.1. Etat frais.....	28

VII.2.2.2. La coloration de Gram.....	29
VII.3. Caractérisations des souches de champignons isolées.....	30
VII.3.1. Examen macroscopique.....	30
VII.3.2. Examen microscopique.....	30
VIII. Analyse statistique.....	30

Chapitre III : Résultats et discussions

I. Les caractéristiques édaphiques des stations d'étude.....	32
II. La mycorhization de <i>Taxus baccata</i>	32
II.1. Les ectomycorhizes.....	32
II.1.1. Etude morphologique et anatomique.....	32
1. La description des ectomycorhizes communes des deux stations.....	33
2. La description des ectomycorhizes de FI 2.....	34
3. La description des ectomycorhizes de FI 1	37
4. La description des ectomycorhizes de Chréa	42
II.1.2. Estimation de la colonisation ectomycorhizienne.....	45
II.1.3. Analyse statistique.....	47
II.2. Les endomycorhizes.....	47
II.2.1. Observations microscopiques des structures endomycorhiziennes	47
1. Les endomycorhizes de FI 2.....	48
2. Les endomycorhizes de FI 1.....	49
3. Les endomycorhizes de Chréa.....	51
II.2.2. Analyse statistique.....	52
III. Discussion.....	52
IV. Etude qualitative et quantitative des spores des sols des deux stations.....	54

IV.1. Spores isolées à partir du sol prélevé sous if situé proche de cours d'eau (FI 1).....	54
IV.2. Spores isolées à partir du sol prélevé sous if situé loin du cours d'eau (FI 2).....	56
IV.3. Spores isolées à partir du sol prélevé sous if à Chréa.....	58
IV.4. Quantification des spores des différents sols.....	61
IV.5. Analyse statistique.....	62
V. Etude qualitative et quantitative des champignons des sols des deux stations.....	63
VI. Etude qualitative et quantitative des bactéries des sols des deux stations.....	67
VII. Discussion.....	69
Conclusion générale.....	72

Introduction générale

Partenaires ou parasites, les espèces végétales vivent en permanence avec des micro-organismes du sol. Depuis maintenant plus d'un siècle, des travaux sont menés afin de trouver les voies et moyens d'utiliser, notamment en agriculture et en foresterie, les bénéfiques que peuvent procurer certains de ces micro-organismes. Les recherches sur les effets bénéfiques des micro-organismes vis-à-vis des plantes ont été portées tout d'abord sur les symbiotes, dont la relation avec la plante est si étroite qu'elle induit la transformation de certains organes. Les symbioses les plus connues dans le règne végétal sont les mycorhizes, qui associent les racines d'une plante aux hyphes d'un champignon. Plus récemment, des travaux ont été conduits sur les bactéries se développant à proximité des racines, dans leurs zones d'influence, et qui, pour certaines d'entre elles, ont un effet de stimulation de la croissance végétale. En règle générale, la plante nourrit le micro-organisme, essentiellement en composés carbonés, notamment des sucres issus de la photosynthèse, et celui-ci, en retour, fournit à la plante des éléments minéraux essentiels qu'il mobilise plus efficacement (Strullu, 1991). L'association est bénéfique pour les deux partenaires, le phénomène est dit symbiose mutualiste (Smith et Read, 1997)

En vue de son intérêt pharmaceutique, écologique, industriel et historique, nous nous sommes intéressées à une espèce forestière, l'If commun, de son nom scientifique *Taxus baccata L.*, situé à la fontaine des ifs (forêt d'Akfadou) et à Chréa, dont le statut mycorhizien et connu comme étant à endomycorhize (Garbaye, 2013). Cependant des études récentes ont montré l'existence d'une double symbiose chez cette espèce (Harchaoui, 2017 ; Doufene, 2018). Dans le but de confirmer de tels résultats, nous avons donc étudié son statut mycorhizien ainsi que sa microflore rhizosphérique.

CHAPITRE I

Synthèse bibliographique

I-Généralités sur *Taxus baccata*

I-1-Description de l'espèce

L'espèce *Taxus baccata*, communément appelé If commun, appartenant à la famille des Taxacées (Abdellatif *et al.*, 2020).

L'If est une espèce sciaphile, non résineuse à feuilles persistantes, souvent avec de multiples troncs et une canopée étendue, elle est considérée comme un conifère malgré qu'elle ne produit pas de cônes, sa croissance est lente mais la plante est longévive et souvent millénaire. (Thomas et Polwart, 2003).

A croissance lente, atteignant 20 jusqu'à 28 mètres avec une canopée étalée, arrondie ou pyramidale, le tronc est souvent très cannelé et asymétrique, et souvent à tiges multiples, les branches sont longues, non verticillés. Les rameaux sont verts et irrégulièrement alternés, même les branches de 4 ans ont encore des parties avec un épiderme intact sous lequel vivent des cellules de liège riche en chloroplastes (Hejnowicz, 1978 *in* Thomas et Polwart, 2003).

Les arbres ou arbustes du genre *Taxus* sont extrêmement toxiques et peuvent en cas d'ingestion d'une partie de la plante, entrainer la mort. En effet toutes les parties de la plante à l'exception de l'arille (le faux fruit) contiennent des substances appelées : taxol responsables de la toxicité (Vallata, 2009).

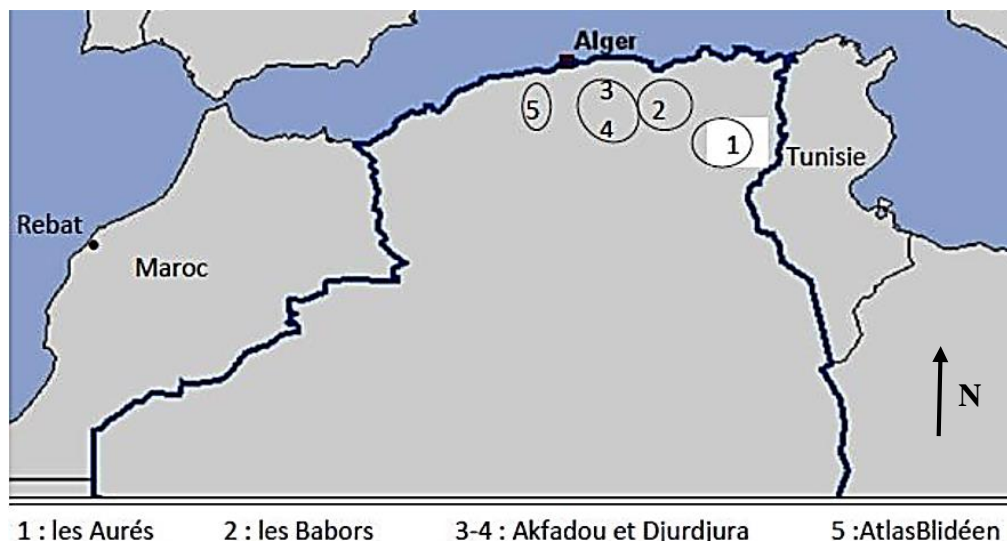


Figure 1 : carte de la répartition de *Taxus baccata* en Algérie

(Hamidouche *et al.*, 2014 *in* Harchaoui, 2017).



Figure 2 : photo originale de l'If *Taxus baccata*.

I-2-Position systématique de l’If

La classification de *Taxus baccata* selon Rameau et al (1993) est comme suit :

Embranchement	Spermaphytes
Sous embranchement	Gymnospermes
Classe	Taxopsides
Ordre	Taxales
Famille	Taxacées
Genre	<i>Taxus</i>
Espèce	<i>Taxus baccata</i> L.

I-3-Habitat

L’If supporte très bien l’ombre et peut accomplir son cycle de développement complet en sous-bois. En règle générale, il est une composante mineure des forêts de feuillus, de conifère, ou forêts mixtes formant des petites sous-populations en hêtraies ou hêtraies-sapinières, parfois en tillaie érablière ou en chênaie pubescente. Il a une préférence pour les sols calcaires et réclame des sols chimiquement riches. Il est très adaptable et s’accommode également de plaquages alluviaux ou morainiques acides. Son système racinaire fasciculé lui permet de coloniser les sols de pente, d’éboulis mal stabilisés et d’affleurement rocheux (Rameau et al, 1993 ; Thomas et Polwart, 2003 ; Verrière-Cuvillier, 2001 *in* Martin et Thiébault, 2010).

I-4-Intérêts de *Taxus baccata*

-En pharmacie

Taxus baccata L. est une espèce appartenant à la famille des taxacées possède un composé diterpénique : le taxol (paclitaxel) isolée pour la première fois à partir de l’écorce de *Taxus brevifolia* Nutt. Ce métabolite secondaire est l’un des agents naturels anticancéreux le plus prometteur, il suscite de grands espoirs dans la lutte contre une large gamme de cancers (du sein, des ovaires et des poumons). Cependant, la demande de cet agent antinéoplasique augmente approximativement chaque année par 20%. Il s’agit d’une plante toxique si consommée de façon non appropriée (Abdellatif *et al.*, 2018).

-En industrie

Bois de cœur brun orangé à brun rougeâtre avec un aubier distinct blanc à jaune, de dureté égale à celle du cœur. Le bois de *Taxus baccata* est souvent marqué de petits points noirs, denses, durs et homogènes avec un grain fin et avec une bonne résistance mécanique, il est imputrescible, stable, robuste et flexible. Sa masse volumique est de 650 kg/m³. De nos jours, il est apprécié pour le tournage, la sculpture et la marqueterie.

-En écologie

D'un point de vue morpho-physiologique, il est intermédiaire entre les espèces à feuilles larges et les espèces à aiguilles (Pioversan *et al.*, 2009). L'if est considéré comme une espèce à potentiel considérable dans les études de dendrochronologie, il peut vivre plus de 500 ans et contient 40 cernes en 1cm, ce qui lui a permis de figurer parmi les cinq principales espèces les plus importantes dans ce domaine (Moire, 1999). En écologie, l'if est considéré comme étant une espèce indicatrice de la santé des écosystèmes forestiers (Thomas et Polwart, 2003).

-En histoire

Par le passé, l'If était vénéré par de nombreuses cultures et a joué de nombreux rôles dans l'histoire de la civilisation occidentale et orientale. L'arbre préhistorique fournissant la matière première pour les outils et objets religieux (Delahunty, 2002).

Au moyen âge, l'If a été considéré comme l'or vert pour la qualité de son bois utilisé dans la fabrication d'armes.

II- Les mycorhizes

II-1-La symbiose mycorhizienne

Les mycorhizes sont des unions durables basées sur des échanges réciproques entre les racines des végétaux et les champignons. Chaque partenaire optimise son développement grâce à l'association. (Strullu, 1991).

En 1885, Albert FRANK, botaniste allemand, est le premier à avoir fait la première description de cette symbiose. Mycorhizes vient du grec : *mukés*, signifiant champignon et *rhiza*, racine. D'une part, la mycorhize satisfait les besoins du partenaire fongique en composés carbonés synthétisés par la plante hôte photosynthétique et d'autre part, elle permet à la plante de bénéficier d'une meilleure nutrition minérale (Smith et Read, 1997).

Un ensemble complexe de microorganismes occupe diverses niches dans ce substrat et affecte les racines et, par conséquent, la performance des plantes de diverses manières. Parmi ces organismes certains peuvent être bénéfiques sur la plante et ils peuvent être manipulés de manière à être bénéfique sur la plante. Les organismes bénéfiques les plus répandus qui s'associent avec les plantes sont des champignons telluriques qui forment des associations mutualistes avec les racines dénommées mycorhizes (Smith et Read, 1997).

II-2-Les différents types de mycorhizes

Il existe de différents types des mycorhizes, dont les deux groupes les plus intéressants sont les ectomycorhizes et les endomycorhizes.

II-2-1-Les ectomycorhizes

Les ectomycorhizes unissent des Ascomycètes et des Basidiomycètes aux racines des arbres. Les associations se présentent toujours sous forme de racines courtes, ramifiées en fourche chez les Pins ou en forme de grappe chez les autres espèces. Du point de vue anatomique, le champignon entoure complètement la racine et constitue le manteau fongique. A partir de ce manteau des filaments mycéliens progressent dans le sol pour former le réseau extra-matriciel. D'autres hyphes pénètrent à l'intérieur de la racine en séparant les cellules au niveau de la lamelle moyenne. C'est le réseau de Hartig. Du moment où l'organisation des cellules de la racine reste la même, sa morphologie est très modifiée (Strullu, 1991).

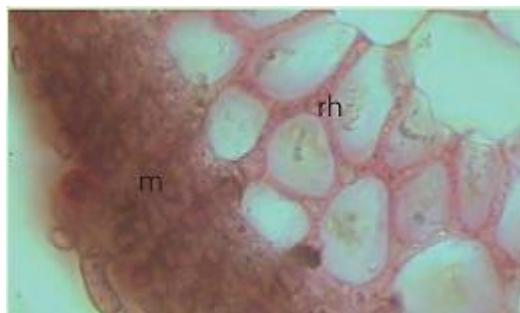


Figure 3 : Vu en coupe transversale d'une ectomycorhize

(m : manteau fongique, rh : réseau de Hartig) (L'Huillier *et al.*, 2010).

II-2-2-Les endomycorhizes

Les endomycorhizes sont des Zygomycètes, Ascomycètes et des Basidiomycètes, mais les végétaux concernés sont beaucoup plus nombreux : des arbres, des arbustes, des plantes maraîchères et des plantes de grandes cultures. La morphologie des racines intervenant dans ce type de symbiose ne sont pas modifiées (Strullu, 1991).

II-2-2-1-Les mycorhizes arbusculaires (AM)

Les formes les plus répandues sont les endomycorhizes à arbuscules. En effet, ces symbioses ont été recensées chez 80% des plantes terrestres (Smith et Read, 2008).

Gallaud voyait tantôt uniquement des hyphes intracellulaires enroulés en spires ou en peletons lâches, tantôt des hyphes cheminant entre les cellules et émettent des branches latérales traversant la paroi cellulosique et se ramifiant finement à l'intérieur d'une cellule en prenant la forme d'un petit arbre, d'où le nom d'arbuscule donné à ce type de structure (Garbaye, 2013).

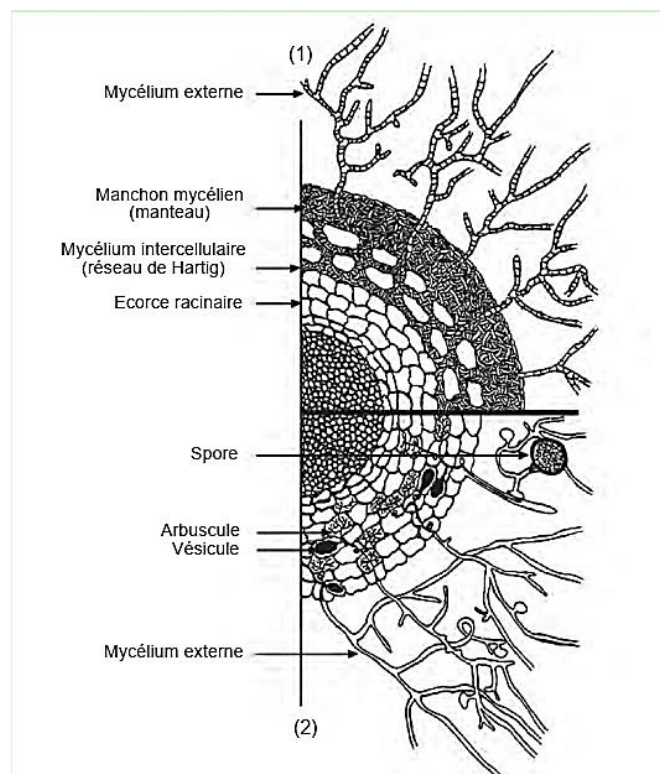


Figure 4 : Schéma combiné montrant l'Aspect en coupe transversale de racines mycorhizées par deux principaux types de champignons mycorhiziens. (1) : ectomycorhizes ; (2) : mycorhizes à arbuscules. (L'Huillier *et al.*, 2010).

II-2-2-2-Les mycorhizes Ericoïdes

Les mycorhizes éricoïdes caractérisent les plantes de bruyère (Harley et Smith, 1973 *in* Cullings, 1996). C'est une interaction complexe qui leur permet de s'établir et souvent de dominer les environnements acides des landes, des écosystèmes à faible minéralisation et à forte accumulation humique et donc une disponibilité limitée d'azote (Read, 1991 ; Specht, 1997 *in* Cullings, 1996). Certains endomycorhizes Ericoïdes formées par des Ascomycètes présentent des peletons de mycéliums confinés à la couche épiderme/cortex (Fortin *et al.*, 2016).

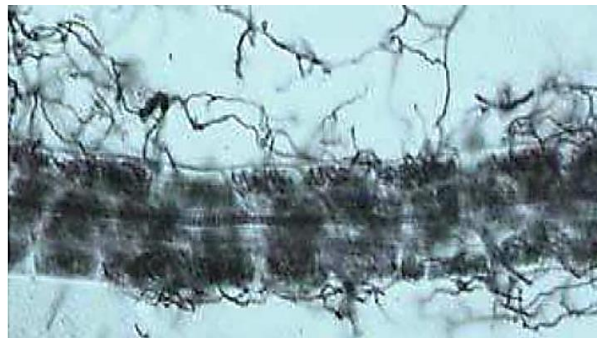


Figure 5 : mycorhize éricoïde au niveau des racines de *Leucopogon verticillatus* (Anonyme1 *in* Harchaoui, 2017).

II-2-2-3-Les mycorhizes arbutoïdes

Ce type de symbiose mycorhizienne ne se rencontre que chez deux sous famille des Ericacées dans l'ordre des Ericoïdes. Les espèces concernées peuvent être herbacées, ligneuses buissonnantes ou arborescentes (Garbaye, 2013). Les champignons associés aux mycorhizes arbutoïdes sont des Basidiomycètes (Kadi, 2016). Les mycorhizes arbutoïdes développent un complexe d'hyphes dans les cellules de l'épiderme (Peterson *et al.*, 2004 *in* Harchaoui, 2017).

II-2-2-4-Les mycorhizes monotropoïdes

On sait maintenant que les monotropes sont strictement mycohétérotrophes et qu'ils partagent des champignons symbiotiques mycorhiziens avec les arbres. Ces champignons forment des ectomycorhizes sur les racines des arbres et des mycorhizes particulières, appelées *monotropoïdes*, avec les racines des monotropes, conduisant ainsi les produits de la photosynthèse des arbres vers le monotrope (Garbaye, 2013). Cette symbiose n'est formée que par un nombre limité de Basidiomycota (Smith et Read, 2008). Les cellules épidermiques

sont envahies par un seul hyphes formant une < tige > autour de laquelle la cellule hôte élabore une paroi et une membrane plasmique (Peterson *et al.*, 2004 *in* Harchaoui, 2017).

II-2-2-5-Les mycorhizes des orchidées

Dans les symbioses mycorhiziennes des orchidées, où l'association à un champignon est indispensable à la germination de l'orchidée et nourrit la plante adulte (Martos, 2010). Les hyphes s'immiscent dans les cellules racinaires en repoussant leur membrane plasmique et s'y développent en amas spirales compacts appelés *pelotons*, ces pelotons ont une durée de vie de seulement quelques jours, les hyphes étant alors dégradés par la cellule végétale qui reprend ensuite une forme normale (Dearnaley *et al.*, 2016 *in* Lallemand, 2018). La majorité des orchidées s'associent classiquement avec des champignons Basidiomycètes appartenant à trois familles : les Tulasnellaceae, les Ceratobasidiaceae et les Serendipitaceae (Dearnaley *et al.*, 2012 *in* Lallemand, 2018).



Figure 6 : Electronographie d'une racine d'orchidées (espèce non précisée) montrant des pelotons intacts (Hy) ou dégradés (dHy) (Lallemand, 2018).

II-2-3-Les ectendomycorhizes

Les ectendomycorhizes, considérées comme une forme de transition ; possèdent à la fois des caractères d'ectomycorhizes (présence du manteau et du réseau de Hartig) et des caractères d'endomycorhizes (colonisation des cellules racinaires bien organisées par le champignon). En l'absence de données cytologiques ultrastructurales, il est difficile de décrire les ectendomycorhizes (Strullu, 1991). Elle concerne essentiellement les conifères et les champignons de l'ordre de Pézizales (*in* Kadi, 2016).

II-3-Rôles des mycorhizes et des champignons mycorhiziens

Une fois établies, les mycorhizes participent au fonctionnement du système racinaire, et la symbiose peut exprimer ses effets sur le développement et la croissance de la plante hôte (Garbaye, 2013).

Le rôle principal des champignons mycorhiziens est lié à leur position d'interface entre la plante et le sol. En effet, les champignons MA produisent beaucoup de filaments mycéliens dans le sol. Ces filaments forment un réseau qui explore un grand volume de sol autour de la plante, ce qui leur permet de récupérer les éléments nutritifs de façon plus efficace que les poils racinaires. Ces symbiotes interviennent de diverses façons dans le développement et l'adaptation des plantes (L'Huillier *et al.*, 2010). Ces hyphes peuvent aussi acquérir d'autres minéraux peu mobiles dans le sol comme le soufre, le calcium, le magnésium, le zinc et le cuivre (Harchaoui, 2017). Les champignons se différencient dans leur aptitude à mobiliser du phosphore et de l'azote sous forme organique pour leurs plantes hôtes (Abuzinadah et Read, 1989 a, b ; Dighton *et al.*, 1990, 1993 ; Dighton et Coleman, 1992).

Naturellement, les champignons mycorhiziens, tout particulièrement dépendantes des racines, produisent aussi de l'auxine (AIA : acide indole-3-acétique) (Garbaye, 2013). Chez les ectomycorhizes les régulateurs de croissance comme les auxines jouent un rôle dans la transformation morphologique des racines. Les nouvelles ramifications sont proportionnelles aux quantités d'auxines que le champignon libère dans les tissus racinaires. Ces ramifications pourraient favoriser le transfert des sucres de la racine vers les champignons. L'action globale des hormones produites par le champignon mycorhizien affecte le port général de la plante à savoir la croissance des parties aériennes et souvent celle des racines (Fortin *et al.*, 2008 in Harchaoui, 2017).

Les champignons mycorhiziens ont un effet protecteur pour la plante hôte, face à des stress abiotiques (sécheresse et salinité) ou biotiques (Ruiz-Lozano, 2003), contribuent à réduire l'infestation des plantes par les agents pathogènes et les ravageurs, surtout au niveau des racines (Neumann et George 2004). La présence de champignons mycorhiziens limite la quantité totale de substances exsudées par la racine et utilisables par les pathogènes ; qui veut dire que les champignons mycorhiziens peuvent concurrencer les pathogènes pour l'accès aux substances exsudées par les racines, limitant ainsi la disponibilité de ces composés nutritifs

pour les pathogènes et réduisant potentiellement leur croissance et leur virulence (Marx, 1972). Ils peuvent également produire des substances antibiotiques (Duchesne *et al.*, 1988).

Les ectomycorhizes protègent les racines du dessèchement notamment les champignons *Cenococcum geophilum* (Drénou *et al.*, 2006 in Harchaoui, 2017). Les filaments fongiques de diamètre beaucoup plus faible que celui des racines peuvent pénétrer dans des pores beaucoup plus fins et y trouver l'eau qui y persiste lors des épisodes de dessèchement du sol (Garbaye, 2013).

La diversité de ces champignons peut apporter une contribution capitale à la biodiversité et à la productivité des associations végétales (van der Heijden *et al.*, 1998). Ils jouent ainsi un rôle clé dans la structuration des communautés végétales herbacées (van der Heijden *et al.*, 2006). Ils favorisent la croissance des plantes sur des sols contaminés par les métaux lourds (Leyval, 2005). Les champignons ont aussi la capacité d'améliorer l'agrégation des particules dans les sols érodés donc la stabilité du sol (Tisdall *et al.*, 1991).

L'interaction mycorhizienne se caractérise par un transfert bidirectionnel de nutriments. Le CM étant hétérotrophe pour le carbone, les substances carbonées nécessaires à ses besoins énergétiques proviennent de la plante. L'estimation du carbone transféré de la plante vers le champignons mycorhizien varie de 4 à 20% du carbone total chez la plante (Watkins *et al.*, 1996 in Lounes Hadj-Sahraoui, 2013).

Les CM, en échange du carbone fourni par la plante, améliorent la nutrition hydrique et minérale de celle-ci. Ces échanges nutritionnels réciproques sont au centre de l'association mycorhizienne et agissent en tant que composants régulateurs assurant le bon fonctionnement de cette symbiose mutualiste (Javot *et al.*, 2007 in Lounes Hadj-Sahraoui, 2013).

III. La Rhizosphère

III-1-Définition du milieu sol

Le sol est la partie arable dans laquelle se développent les plantes. C'est la définition pédologique qui regroupe le plus de précisions : un sol est la formation de surface résultant de la transformation de la roche-mère sous l'influence de processus physiques, chimiques et biologiques, au contact de l'atmosphère et de la vie s'y développant (Scattolin, 2020).

Les sols renferment de grandes quantités de microorganismes (bactéries, champignons, levures, etc.). Présents dans tout type de sols, ils jouent des rôles clés dans tout écosystème. Leurs fonctions écologiques (minéralisation de la matière organique, cycle de l'azote, agrégation des sols, etc.) modifient la disponibilité des éléments et les propriétés du sol qui les contient. Les microorganismes interagissent entre eux et Co-évoluent avec les plantes, donnant naissance à des interactions pouvant être délétères (parasitisme), neutre (commensalisme), ou bénéfiques (mutualisme) (Sorensen *et al.*, 2005 in Scattolin, 2020).

III-2-Définition de la rhizosphère

Le terme de rhizosphère fut utilisé pour la première fois par Lorenz Hiltner, en 1904. Provenant du grec « rhiza » signifiant racine et de « sphere/sphaera » signifiant cercle d'influence. La rhizosphère représente donc le champ d'influence du système racinaire, elle comprend l'ensemble des racines ainsi que la zone de sol proche influencée par ces racines, soit via des exsudats racinaires, soit via des microorganismes interagissant avec les dernières (Badri *et al.*, 2009). Dans cette zone se trouve un groupe particulier de bactéries ; les rhizobactéries. Ces dernières sont capables de se multiplier et de rivaliser avec les autres microorganismes pour occuper cette zone riche en éléments nutritifs (Beauchamp C.J, 1993).

III-3-La rhizosphère et sa communauté microbienne

Dans la rhizosphère, les racines vivent entourées de nombreux microorganismes formant un grand réservoir de diversité biologique. L'ensemble des microorganismes dans un environnement donné est appelée microbiome. La rhizosphère comprend à la fois des organismes bénéfiques et néfastes pour les plantes, qui peuvent être des bactéries, des virus, des champignons, des oomycètes, des insectes, des nématodes, mais aussi des plantes parasites ou encore les racines d'autres plantes avoisinantes (Berendsen *et al.*, 2012).

III-3-1-Les bactéries rhizosphériques

Dans la rhizosphère les bactéries sont les microorganismes les plus abondants (Van Loon et Bakker, 2005 ; ainsi, 1g du sol peut contenir jusqu'à 10^{10} microorganismes appartenant à environ un millier d'espèces différentes (Rosella Mora *et al.*, 2001).

Les bactéries rhizosphériques stimulatrices de la croissance des plantes sont souvent qualifiées de PGPR (Plant Growth Promoting Rhizobacteria). Il s'agit de bactéries qui se développent dans le volume du sol situé au voisinage immédiat des racines des plantes, volume caractérisé par la présence d'exsudats des racines. Kloepper et Schroth (Kloepper et Schroth, 1978) ont été les premiers à utiliser cette expression spécifiquement pour les souches de *Pseudomonas fluorescens*. Ces populations bactériennes PGPR forment une « symbiose associative » et doivent être très compétitives pour coloniser la zone racinaire (Drogue *et al.*, 2012).

Les PGPR comprennent une grande variété de taxons bactériens, y compris des espèces des genres *Pseudomonas*, *Azospirillum*, *Azotobacter*, *Klebsiella*, *Enterobacter*, *Alcaligenes*, *Arthobacter*, *Burkholderia*, *Pantoea*, *Bacillus*, *Serratia* et *Rhizobium*, qui ont démontré leur capacité à améliorer la croissance des plantes (Kloepper *et al.*, 1992) ; (Glick B.R.) (Fernando *et al.*, 2005).

Les PGPR ou « Plant Growth-Promoting Rhizobacteria » sont des bactéries qui ont un effet positif sur la plante, pour ces effets, on les considère comme rhizobactéries promotrice de la croissance végétale (Dey *et al.*, 2004 ; Herman *et al.*, 2008). Ces bactéries sont utilisées en agriculture pour la biofertilisation des sols (Glick, 1995), en fixant l'azote atmosphérique qui pourra être par la suite utilisé par les plantes, et améliorant leur croissance lorsque l'azote du sol est limitant.

La fixation biologique de l'azote, joue un rôle majeur dans son cycle. Les bactéries fixatrices d'azote possèdent un complexe enzymatique, appelé nitrogénase, qui assure la réduction de l'azote moléculaire en ammoniacque (Glick, 1995). Ces bactéries présentent une très grande diversité dans leur mode de vie et leur association avec les végétaux (Verma *et al.*, 2010).

Parmi les microorganismes non symbiotiques, mais qui entretiennent des échanges à bénéfices réciproques avec les plantes, les bactéries à effet promoteur de croissance des plantes, sont les plus étudiées. Ces bactéries sont dites rhizosphériques car elles se développent préférentiellement dans la zone d'influence des racines, mais sans la mise en

place d'un organe spécialisé pour les échanges entre les partenaires, qui aurait permis de qualifier ces associations de symbiotiques (Gobat *et al.*, 2010).

III-3-1-1-Le rôle des bactéries

Les bactéries PGPR colonisent la rhizosphère en utilisant les exsudats des racines comme substrats nutritifs, mais à la différence des autres bactéries rhizosphériques, elles ont, en retour, un effet bénéfique sur la plante. Cet effet bénéfique peut être direct, lorsque la bactérie stimule la croissance des racines, ou indirect, lorsqu'elle contrôle des organismes phytopathogènes par exemple (Kloepper *et al.*, 1989).

En effet, la compréhension de l'interaction entre la rhizosphère, les communautés microbiennes et la croissance des plantes a ouvert de nouvelles perspectives sur le rôle des microorganismes dans le fonctionnement des écosystèmes. Les bactéries PGPR jouent un rôle important dans ces interactions et peuvent améliorer le rendement des plantes de différentes manières, à différents niveaux et stades de développement (Sindhu *et al.*, 2009).

Les PGPR sont considérées comme des régulateurs de croissance des plantes ou des producteurs de phytohormones. En fait, l'acide indole-acétique (AIA) est la classe la plus importante de la famille des auxines (Castric et P.A, 1977). Loper et Schroth (Patten *et al.*, 1996) ont pu démontrer que l'AIA bactérienne sécrété dans la rhizosphère pouvait influencer l'élongation des racines. En outre, l'AIA et ses analogues actifs dans la plupart des plantes synthétisés à partir du tryptophane, le principal précurseur dont les exsudats racinaires sont les principales sources dans le sol (Ashrafuzzaman *et al.*, 2009). Certaines PGPR sont capables de stimuler la croissance des plantes en abaissant directement les niveaux d'éthylène de la plante par l'action de l'acide 1-aminocyclopropane-1-carboxylique (ACC) désaminase (Loper et Schroth., 1986), qui joue un rôle dans l'amélioration de la croissance des plantes, en modifiant directement la disponibilité en P par la production d'anions organiques ou d'enzymes et finalement l'absorption de P par la plante (Richardson *et al.*, 2009). Des sélections de souches ont la capacité notamment à solubiliser le phosphore (Fries *et al.*, 1987). Ces bactéries produisent aussi des sidérophores captant le fer qui sera fourni et assimilé par les racines des plantes (Glick *et al.*, 1998).

Les PGPR sont inducteurs de la tolérance des plantes aux stress abiotiques : la sécheresse, la salinité, l'excès ou la déficience nutritionnels et même aux métaux lourds (Yang *et al.*, 2009) en stimulant leur résistance et leur tolérance. Les PGPR protègent les plantes contre les agents

pathogènes tels les bactéries, les champignons (Suslow, 1982 et Weller, 1988) et les nématodes (Kloepper *et al.*, 1992).

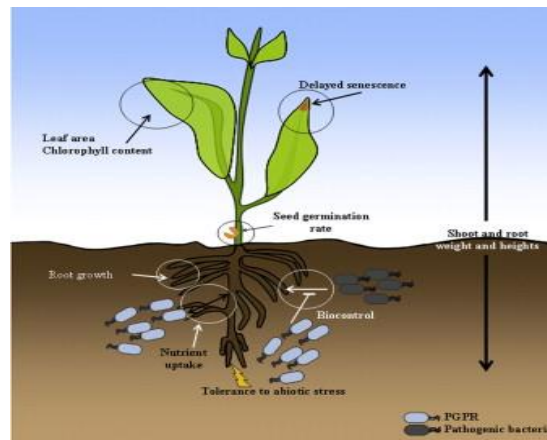


Figure 7 : Avantages pour les plantes des interactions hôte-PGPR (Pérez *et al.*, 2014).

III-3-2-Les champignons mycorhiziens

Les champignons sont des organismes hétérotrophes (Afect, 1999), non photosynthétiques, eucaryotes, (Bousseboua, 2002), qui sont classés en 3 groupes : les champignons filamenteux, les levures et les champignons supérieurs (Brock *et al.*, 1994).

Les champignons mycorhiziens sont des organismes multicellulaires qui forment des filaments ramifiés appelés hyphes. Ces hyphes permettent aux champignons de proliférer dans le sol en présence d'oxygène. Bien que ces hyphes présentent des cloisons transversales, ces cloisons sont généralement percées de pores centraux, permettant la circulation du cytoplasme et des noyaux. Cette organisation en mycélium cloisonné est essentielle pour les fonctions d'absorption, de transport et de communication des champignons mycorhiziens dans la rhizosphère. Cependant, tous les hyphes des champignons mycorhiziens ne possèdent pas nécessairement ces cloisons transversales. Certains hyphes peuvent être non cloisonnés, formant ainsi des structures continues sans cloisons transversales (Amadou *et al.*, 2011).

Lors du stade pré-symbiotique, un chimiotactisme entre le champignon et la racine leurs permet la rencontre. Des exsudats racinaires de la plante hôte induisent la germination des spores, la croissance et la ramification de l'hyphe (Buée *et al.*, 2000), ce qui augmente les chances du champignon d'entrer en contact avec une racine.

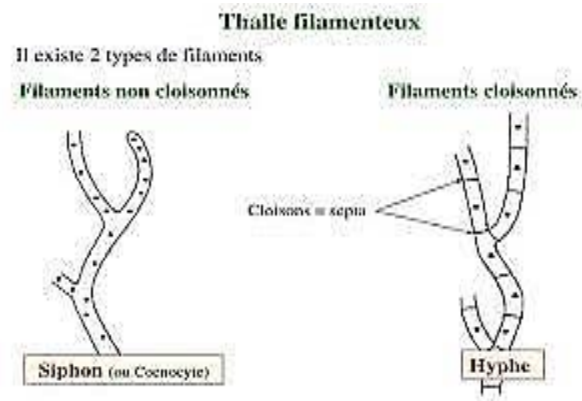


Figure 8 : Thalle filamenteux des champignons (Google).

CHAPITRE II

Partie expérimentale

I-Présentation des stations d'étude

Afin de réaliser notre étude portant sur l'inventaire comparatif de la mycorhization et de la microflore de *Taxus baccata* en fonction des conditions stationnelles. Les prélèvements ont été réalisés dans deux (02) stations du nord algérien, nous avons échantillonné à la forêt de l'Akfadou au niveau de la fontaine des Ifs dans deux endroits différents ; très loin d'un cours d'eau et proche de celui-ci, et à Chréa au niveau de Aïn Kechout.

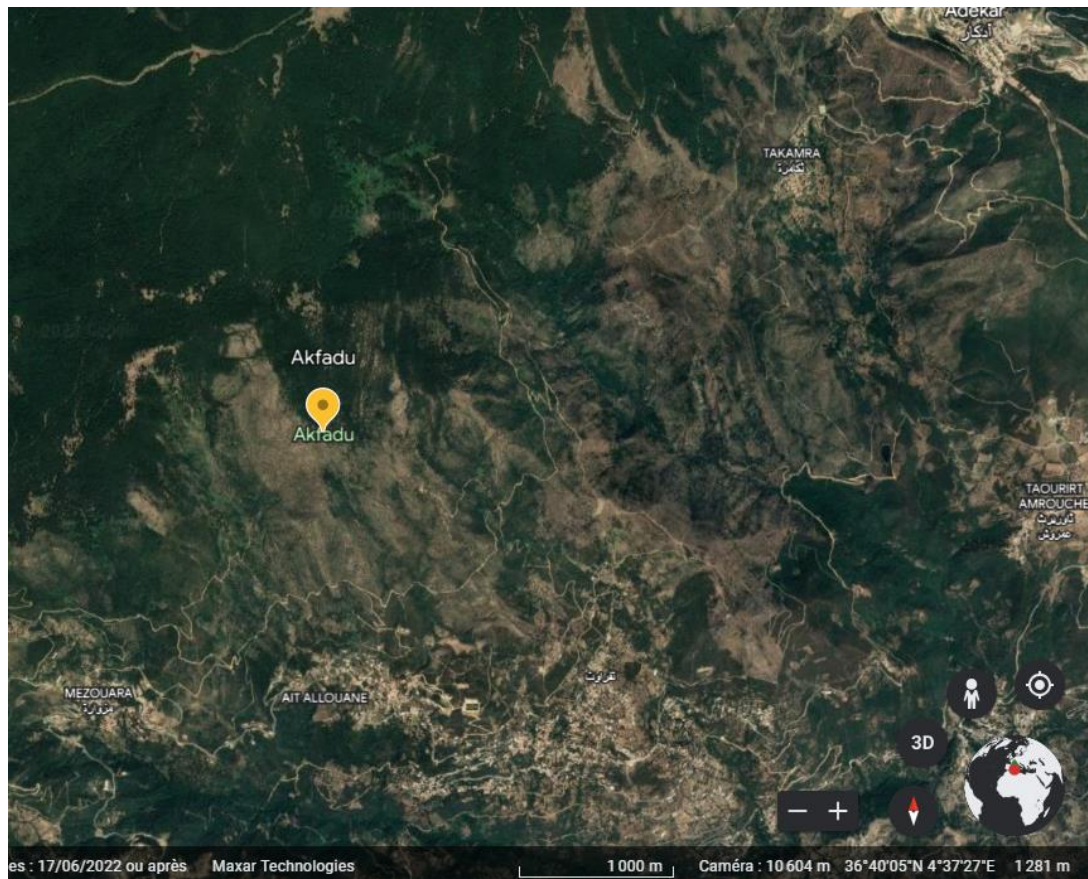


Figure 9 : Situation géographique de la station de l'Akfadou (Google Earth, 2023).

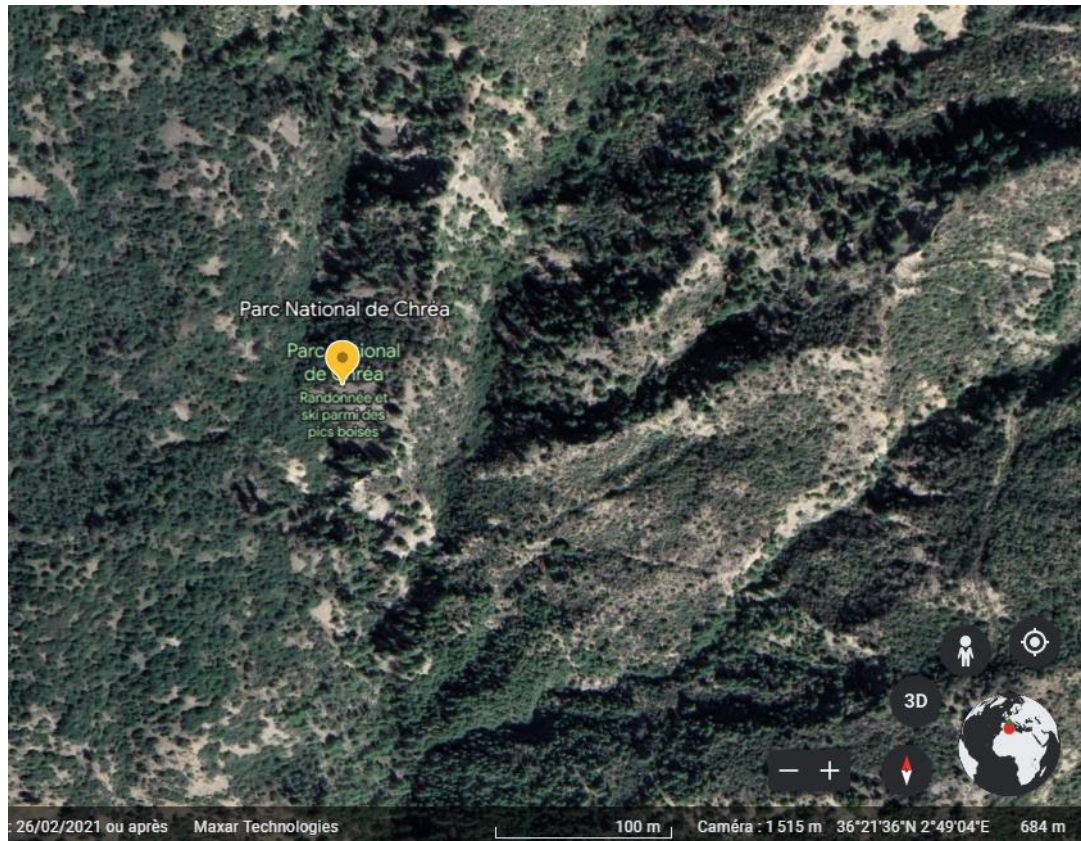


Figure 10 : Situation géographique de la station de Chréa (Google Earth, 2023).

I-1- Station de la fontaine des Ifs dans la forêt de l'Akfadou

Elle est de coordonnées géographiques 36°40'0.02" Nord et 4°34'49.99" Sud. C'est une forêt à prédominance de Chêne zéen (*Quercus canariensis* Willd.) suivi par le chêne afarès (*Quercus afares* Pomel) et enfin le chêne liège (*Quercus suber* L.). Des cours d'eau traversent la forêt. Le relief est assez accidenté (pentes de 15% à 45%). Le climat dans la forêt de l'Akfadou est de type humide à variante tempérée (Messaoudène, 1989). La station d'étude est localisée à une altitude de 1200 m à 1400 m.

I-2-Station de Aïn Kechout dans le parc national de Chréa

La station d'Aïn Kechout est située dans le parc national de Chréa à 1550m d'altitude. Elle s'éloigne du chef-lieu de la ville de Blida de 19km. Le lieu de prélèvement se présente sous les coordonnées géographiques suivantes : 36°25.849' Nord et 002°52.604' Est. La station à exposition nord, se caractérise par une pente de 65%, le sol est de type rocheux, elle est localisée à une altitude de 1379 m à 1386 m. En fin une décharge en pleine air a été mentionnée dans cette station.

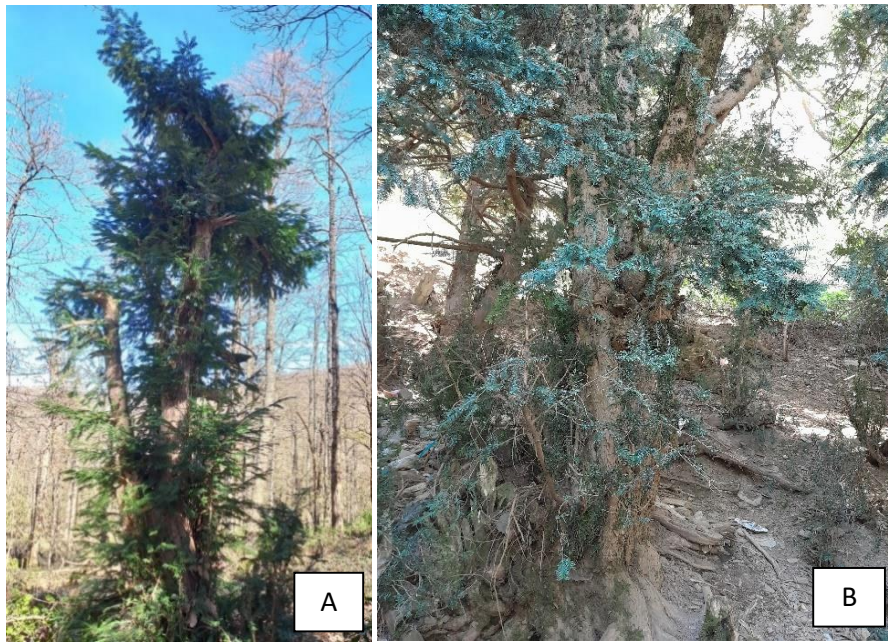


Figure 11 : photo originale de l’If (*Taxus baccata*) des différentes stations d’étude ;

A : station de l’Akfadou, B : station de Chréa.

I-3-Les données pédologiques

Les données pédologiques des sols prélevés autour des arbres de *Taxus baccata* dans les deux stations révèlent ; qu’au site d’Aïn Kechout de Chréa le sol est à texture rocheuse. Et celui de la fontaine des Ifs de l’Akfadou est à texture limoneuse, pauvre en azote, et en phosphore (Annexe7).

I-4-les données climatiques

Chréa connaît un climat méditerranéen. Les étés sont chauds et secs et les hivers sont froids. La température moyenne annuelle pour Chréa est de 22°C ; et les précipitations sont en moyenne de 288 mm chaque année (Anonyme 1). La région de l’Akfadou possède un climat tempéré méditerranéen. Chaud et sec en été. Sur l’année, la température moyenne à Akfadou est de 17.8°C ; et les précipitations sont en moyenne de 733.1mm (Anonyme 2).

II-Matériel végétal

Un échantillonnage aléatoire a permis de choisir des catégories différentes d'âges. A la fontaine des Ifs ; la récolte des échantillons de racines a été réalisée autour de quatre (04) arbres très loin de la rivière, nommé FI 2 (fontaine des Ifs), et neuf (09) proches de celle-ci nommé FI 1. A Chréa, près d'une décharge, trois (03) arbres ont été échantillonnées.

II-1-Période et méthode de prélèvement

L'échantillonnage a été réalisé le 16 Mars 2023 au niveau de la station de l'Akfadou, et le 27 Avril pour la station de Chréa.

L'élimination de la litière tout autour des arbres est au préalable nécessaire. A partir du tronc des arbres et à l'aide d'une pelle et une pioche, nous avons creusé à une profondeur de 10 à 20 cm. Nous avons ensuite suivi les grosses racines jusqu'à trouver les plus fines, et ceci sur une distance de 1 à 1.5 mètre du tronc (en prenant soin d'éviter de les arracher brutalement pour ne pas les abimer). Quatre mottes de sol contenant les racines fines et moyennes sont prélevées autour de chaque arbre. Le sol servira à la mesure du pH et l'étude de la microbiologie.

Chaque échantillon prélevé est mis dans un sachet en plastique étiqueté, portant le nom de la station, le numéro d'arbre, la date d'échantillonnage et l'espèce étudié. Les échantillons sont entreposés au laboratoire et conservés au réfrigérateur à 4°C.



Figure 12 : photo originale de l'échantillonnage à la fontaine des Ifs (Akfadou).

III-Paramètres pédologiques étudiés

III-1-Mesure de pH du sol

Une suspension de sol est préparée, en mélangeant 10g de sol tamisé à 2mm avec 25ml d'eau distillée dans une bouteille. La suspension est ensuite mise à agiter pendant 10 minutes. Après cela, la suspension repose pendant 2 heures pour permettre la décantation des particules. Un pH-mètre de paillasse Hanna est utilisé pour mesurer le pH de cette suspension, l'électrode du pH-mètre est insérée dans la suspension et immergée dans la solution (juste la partie liquide) en évitant de toucher les particules solides déposées au fond de la bouteille. La valeur stable du pH est affichée sur l'écran du pH-mètre.

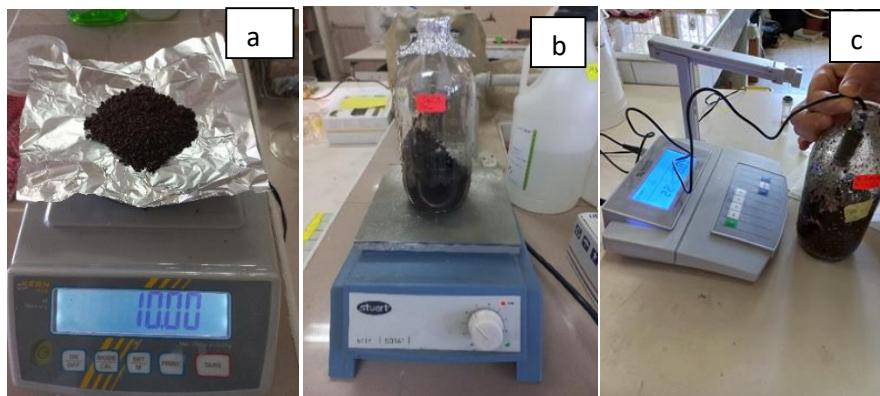


Figure 13 : Photos originale des différentes étapes de mesure de pH du sol.

IV-Description des ectomycorhizes

Après tris et lavage des racines soigneusement au laboratoire à l'eau de robinet pour les séparer des particules de sol sans altérer leur morphologie, les racines sont conservées dans du fixateur Formole, Acide propionique et Ethanol (FPA) (annexe3).

Ensuite mises dans une boîte de pétri contenant de l'eau et observées sous la loupe binoculaire aux grossissements $\times 20$ puis $\times 40$ sans aucune coloration préalable. Une description morphologique est réalisée et les ectomycorhizes sont classées selon plusieurs critères : le type de distribution, la forme, la couleur, la présence ou l'absence de la phase extramatricielle et de rhizomorphes (annexe5). Les différents morphotypes sont ensuite classés en trois catégories selon le type d'exploitation (Agerer, 2001) :

- Les mycorhizes de type contacte (TC) : elles sont lisses, ne présentent ni cordons ni rhizomorphes.

- Les mycorhizes de type courte distance (TCD) : présentant un réseau extramatriciel plus au moins abondant mais sans cordons et sans rhizomorphes.
- Les mycorhizes de type moyenne et longue distance (TMLD) : présentent des cordons et des rhizomorphes.

Les différents morphotypes décrits sont séparés et conservés dans du fixateur (FPA) pour une description anatomique. Cette dernière consiste à réaliser des coupes anatomiques à main levée. Ces coupes sont colorées au bleu de lactophénol, puis montées entre lame et lamelle dans une goutte de lactoglycérol, ensuite observées sous microscope optique au grossissement $\times 400$. Cette étude permet de décrire la structure du manteau fongique et l'aspect du réseau de Hartig.

IV-1-Comptage des ectomycorhizes

Des fragments de 2cm (20 à 30cm au total) ont été répartis aléatoirement dans une boîte de pétri quadrillée (1 cm). Sous la loupe binoculaire et à l'aide d'un compteur, nous avons compté les intersections de la racine et le quadrillage de la boîte dans le sens horizontal puis vertical. Sont pris en compte toutes les intersections avec les racines mycorhizées (M), en précisant celles qui sont de type contacte (C), courte distance (CD) et moyenne et longue distance (MLD). Les racines non mycorhizées (NM) sont également notées lors de ce comptage.

Les résultats du comptage sont portés dans un tableau de comptage. L'opération est répétée trois fois afin de minimiser les risques d'erreur, nous avons ensuite calculé la moyenne pour chaque arbre.



Figure 14 : Photo originale du comptage des fragments de racines dans une boîte de pétri quadrillée sous la loupe binoculaire.

V-Description des endomycorhizes

Pour observer les différentes structures endomycorhiziennes, nous avons sélectionné 30cm de racines coupées en des fragments de 2cm, puis plongés dans la potasse à 10% (annexe4) dans des tubes bien fermés et étiquetés, portées à ébullition pour vider les tissus de la racine. Les racines sont ensuite rincées et mises dans l'eau oxygéné (H_2O_2) pendant 10min pour mieux s'éclaircir, puis dans l'acide lactique pendant 15min pour la neutralisation, et enfin dans du bleu de Trypan pendant 15min, ce dernier va se fixer préférentiellement sur les parois fongiques. Les racines sont ensuite rincées puis conservées dans du lactoglycérol jusqu'à leur observation. Des fragments ainsi colorés sont montés entre lame et lamelle puis observés au microscope aux grossissements $\times 100$ puis $\times 400$ dans une goutte de lactoglycérol, selon la méthode de Phillips et Hayman (1970).



Figure 15 : photos originale montrant les étapes de traitement des racines endomycorhiziennes (De gauche à droite).

V-1-Comptage des endomycorhizes

Toutes les structures fongiques endomycorhiziennes (arbuscules, vésicules, pelotons, spores, et hyphes) observées dans les fragments de racines, sont prises en considération. Le comptage est effectué sous microscope optique aux grossissements $\times 100$ puis $\times 400$, cela permet d'estimer le niveau de colonisation de l'échantillon de racine.

Le taux de mycorhization est un indice de la présence de champignons mycorhiziens dans les racines de la plante. Il estime le pourcentage de longueurs de racines endomycorhizées. Les vésicules et les arbuscules constituent le siège des échanges symbiotiques et sont les meilleurs indicateurs de la fonctionnalité du mycorhize observée.

L'estimation de la colonisation des racines par les champignons mycorhiziens à arbuscules repose sur la méthode de Trouvelot (Trouvelot et *al.*, 1986) (Annexe6). Ainsi, les fragments

de racines de 2cm sont examinés. Cette méthode consiste à évaluer la colonisation de chaque fragment, en lui attribuant une note entre 0 et 5. L'abondance des arbuscules par fragment est estimée de A0 dans le cas où il n'y a pas d'arbuscules jusqu'à A3 dans le cas où les arbuscules sont abondants, et l'abondance de vésicules par fragment de V0 (pas de vésicules) à V3 (vésicules abondantes).

VI-Extraction et observation des spores

La méthode de tamisage humide est effectuée sur un échantillon de sol de 20g. Cinq tamis de diamètres décroissants (2 mm, 250 µm, 200 µm, 150 µm, 100 µm et 50 µm) sont empilés. Les particules restantes sont récupérées à l'aide d'une pipette. Les filtrats sont ensuite versés dans des tubes à essais et une solution glucosée est ajoutée, suivie d'une centrifugation à 3000t/mn pendant 10 minutes. Après la centrifugation, un petit volume du surnageant près du sol est prélevé et mis entre lame et lamelle pour des observations au microscope optique Zeiss au grossissement $\times 100$ puis $\times 400$. En premier lieu, une observation sans coloration préalable est effectuée pour déterminer la couleur naturelle et la forme (sphérique, ovale, ronde, etc...) des spores, puis les spores de la même lame sont ensuite colorées avec le réactif de Meltzer afin de déterminer :

- La couleur selon la formule exprimée en pourcentage, suivant le code des couleurs définies par INVAM (% Cyan, % Magenta, % Yellow, % Black) (Annexe 10).
- La paroi des spores (simple ou double membrane ou plus).
- Présence des filaments (Hyphes suspenseur).

Tandis que le reste du surnageant est récupéré dans une boîte de Pétri pour un comptage à la loupe binoculaire. Les spores observées sont caractérisées et identifier en fonction de critères suivantes : le diamètre, la couleur et la forme (Annexe 10 et 11).

L'identification des spores a été réalisée en comparant nos spores à celles du site INVAM et quelques articles scientifiques (Amutha et Shamini, 2015) ; (Clowez et moreau, 2018) ; (Harchaoui, 2017) ; (Harper *et al.*, 2020).

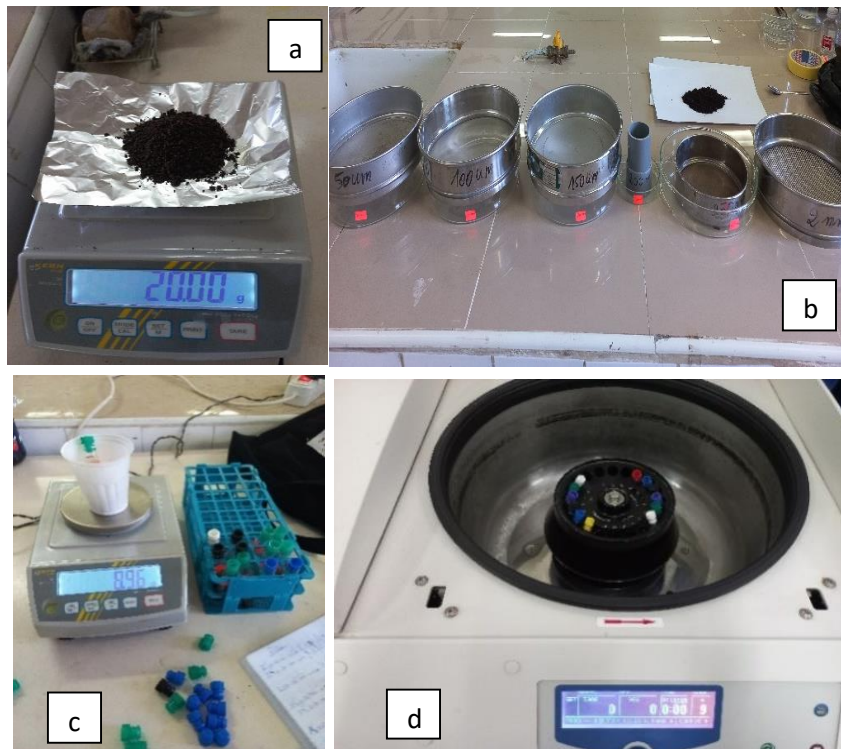


Figure 16 : Photo originale des différentes étapes d'extraction des spores.

VII-Isolement et description des bactéries et champignons

L'isolement de bactéries et champignons est réalisé à partir des sols situés près et très loin de la rivière, collectée autour des racines d'If (*Taxus baccata* L.) à l'Akfadou. Ensuite ces échantillons sont ensemencés sur des milieux de culture en respectant les conditions d'asepsie.

- Les milieux de culture (Gélose nutritive et Sabouraud) et la solution mère sont préparés respectivement selon les méthodes indiquées dans l'annexe 1 et 2.

VII-1-Ensemencement décimal

- A l'aide d'une micropipette de 1000 microlitre, nous avons prélevé 1 ml de la solution mère que nous avons versée dans le premier tube à essai (contient déjà 90 ml d'eau distillée) considéré dilution 10^{-1} ;
- Nous avons prélevé de la dilution 10^{-1} un volume de 1 ml qu'on introduira dans le deuxième tube 10^{-2} , la procédure est répétée jusqu'à obtention d'une série de dilutions de 10^{-5} avec une série de répétitions ;



Figure 17 : Photo originale des séries de dilutions réalisées à partir des sols de la station d'Akfadou

- A l'aide d'une micropipette de 100 microlitres, nous avons prélevé 100 microlitres de chaque dilution que nous avons étalée sur la surface des milieux de culture de gélose nutritive (GN) et de Sabouraud (Sb) ;
- Les cultures préparées sont mises à incubation dans l'étuve à 28°C.

VII-2-Caractérisation des souches bactériennes isolées

VII-2-1-Examen macroscopique

Il permet d'observer à l'œil nu, les colonies bactériennes et noter les différents caractères cultureux (forme, opacité, contour, élévation et consistance).

VII-2-2-Examen microscopique

Il se fait en se basant essentiellement sur l'état frais et la coloration de Gram.

VII-2-2-1-Etat frais

Permet d'observer les frottis bactériens pour déterminer la forme et l'arrangement des bactéries.

✓ Réalisation d'un frottis bactérien

- Nettoyer une lame à l'alcool.
- Déposer une goutte d'eau sur la lame.
- Toucher une colonie à l'aide d'une pipette pasteur stérile pour prélever une colonie bactérienne distincte.
- Frotter la pointe dans la goutte d'eau.

- Passer trois fois la lame dans la petite flamme du bec bunsen pour fixer l'échantillon à la chaleur.
- L'observation est réalisée au microscope photonique modèle Zeiss.

Puis le frottis est destiné à la coloration de Gram.

VII-2-2-2-La coloration de Gram

C'est une double coloration, qui permet de distinguer les souches bactériennes selon les constituants de la paroi.

✓ Protocole

- 1- Déposer quelques gouttes de solution de violet de gentiane (cristal violet) sur le frottis fixé, et laisser agir 1 minute.
- 2- Jeter l'excès de colorant dans un bécher puis rincer très brièvement en faisant couler de l'eau sur la lame au-dessus du frottis (pas directement sur le frottis).
- 3- Déposer quelque goutte de lugol sur le frottis. Le lugol (composé iodé) permet de fixer le violet dans les bactéries et laisser agir 1 minute.
- 4- Jeter la solution de lugol dans un bécher et rincer brièvement à l'eau comme précédemment décrit.
- 5- Déposer quelques gouttes d'alcool sur la lame et laissé agir 10 seconde jusqu'à ce que le violet ne s'écoule plus du frottis puis rincer à l'eau.
- 6- Puis déposé quelques gouttes de fushine sur le frottis et laissé agir pendant 1 minute (la fushine permet de visualiser les bactéries Gram- décolorées à l'étape précédente, elle est moins forte que le violet n'affecte pas la couleur de gram+).
- 7- Rincer l'eau et laisser sécher à l'air.
- 8- Puis procédé à l'observation au microscope (grossissement 400 ou, avec une goutte d'huile à immersion, au grossissement 1000).

Les parois des bactéries Gram+ apparaissent colorées en violet foncé tandis que celles des bactéries Gram- sont colorées en rose.

VII-3-Caractérisations des souches de champignons isolées

VII-3-1-Examen macroscopique

L'étude morphologique des colonies (couleur de colonies, couleur de mycélium, couleur de revers, couleur des spores).

VII-3-2-Examen microscopique

Le protocole d'identification des souches est déterminé le plus souvent empiriquement, il est basé sur des schémas d'identification dichotomique classique à partir des caractères culturaux et des caractères morphologiques par l'observation microscopique à l'objectif $\times 100$ et $\times 400$.

La détermination des genres fongiques a été réalisée essentiellement par (Malloch, 1997).

✓ Réalisation d'un frottis de champignons

Dans une zone stérilisée au bec benzène dans la hotte, nous avons réalisé à l'aide d'une pince :

- Le prélèvement de matériel fongique doit être réalisée en premier rapproche dans la périphérie avec une pince fine qui a été flambée puis refroidie dans la Gélose ;
- Déposer le matériel fongique coloré avec du bleu de lactophénol entre lame et lamelle bien stérilisée avec du l'alcool, il peut être délicatement étalé avant de déposer la lamelle ;
- Appliquer une légère pression sur la lamelle, afin de finaliser le montage.

VIII-Analyse statistique

Les résultats obtenus des ectomycorhizes, les endomycorhizes et les spores, sont soumis à des statistiques descriptives, une analyse de la variance ANOVA (au seuil $p \leq 0.05$) est réalisé, grâce au logiciel R.

CHAPITRE III

Résultats et discussions

I- Les caractéristiques édaphiques des stations d'étude

Les différents caractères édaphiques des stations d'étude sont consignés dans le tableau 1 :

Tableau 1 : Les différents caractères édaphiques des stations d'étude.

	Ph	P (ppm)	N T(%)	Précipitation (mm)	Texture
FI 2	6	0.68	0.03	82	limoneuse
FI 1	6.75	0.68	0.03	82	limoneuse
Chrèa	7.02	/	/	64	rocheuse

Le potentiel hydrogène (pH) du sol est neutre dans : FI 1 et Chrèa, qui sont respectivement : 6.75 et 7.02, et faiblement acide au niveau de FI 2 d'une valeur de 6.

Les taux du Phosphore et d'Azote sont très faibles. Ils sont respectivement de 0.68 ppm et 0.03% au niveau de l'Akfadou, selon (Harchaoui, 2017).

Quant aux précipitations mensuelles, les valeurs sont de 82 mm à Akfadou et 64 mm à Chrèa pour les mois où nous avons réalisé l'échantillonnage.

II-La mycorhization de *Taxus baccata*

II-1-Les ectomycorhizes

II-1-1-Etude morphologique et anatomique

L'observation des racines du *Taxus baccata* des deux stations révèle la présence de quarante-huit (48) morphotypes ectomycorhiziens avec une richesse morphotypique de vingt-deux (22) morphotypes au niveau de FI 2, vingt-cinq (25) au niveau de FI 1, et quatorze (14) au niveau de Chrèa. Elle a également révélé que trois (03) morphotypes sont communs aux deux stations. Les indices de richesse et de similarité de la communauté ectomycorhiziennes au niveau des deux stations : FI2, FI1 et Chrèa sont présentés dans le tableau 2.

Tableau 2 : Les indices de richesse et de similarité de la communauté ectomycorhiziennes au niveau des deux stations

	Richesse morpho-typique spécifique	Richesse morpho-typique totale par station	Moyenne de la richesse morpho-typique Par arbre	EcMs communes entre deux stations	EcMs communes	Richesse morpho-typique totale
FI 2	14	22	11	(FI1+FI2) 8	4	47
FI 1	18	25	9	(FI1+Chróa)5		
Chróa	9	14	10.33	(FI2+Chróa) 5		

1. La description des ectomycorhizes communes des deux stations

Quatre morphotypes sont communs entre les deux stations ; chróa, FI 1 et FI 2. Ces morphotypes sont :

Morphotype 1 : Il est de couleur marron, à distribution simple, avec une forme droite, et une stratégie d'exploration de type contact (Fig.18.1). L'observation microscopique ($G \times 40$) des coupes anatomiques montre un manteau fongique peu épais et un réseau de Hartig (Rh) qui s'étale sur plus de trois couches de cellules, sans jamais atteindre le cylindre central (Fig.18.2).

Morphotype 7 : Il est de couleur marron foncé, à distribution simple, avec une forme droite, et une stratégie d'exploration de type contact (Fig.18.9).

Morphotype 8 : Il est de couleur marron clair, à distribution simple, avec une forme droite, et une stratégie d'exploration de type contact (Fig.20.24). L'observation microscopique ($G \times 40$) des coupes anatomiques montre un manteau fongique fin et un réseau de Hartig (Rh) qui s'étale sur plusieurs couches de cellules, sans jamais atteindre le cylindre central (Fig.20.25).

Morphotype 28 : Il est de couleur marron, à distribution simple, avec une forme droite, une phase extramatricielle lisse, et une stratégie d'exploration de type moyenne et longue distance (Fig.19.23) et (Fig.21.44).

2. La description des ectomycorhizes de FI 2

Les différents morphotypes des arbres situés très loin du cours d'eau de FI 2 sont :

Morphotype 2 : Il est de couleur marron clair avec une extrémité rouge, à distribution simple, avec une forme droite, une phase extramatricielle lisse, et une stratégie d'exploration de type Contact (Fig.18.3).

Morphotype 3 : Il est de couleur marron orangé, à distribution irrégulière, avec une forme courbée, une phase extramatricielle lisse, et une stratégie d'exploration de type Contact (Fig.18.4).

Morphotype 4 : Il est de couleur noire, à distribution irrégulière, avec une forme courbée, une phase extramatricielle lisse, et une stratégie d'exploration de type Contact (Fig.18.5).

Morphotype 5 : Il est de couleur noire, à distribution simple, avec une forme droite, une phase extramatricielle lisse, et une stratégie d'exploration de type Contact (Fig.18.6).

Morphotype 6 : Il est de couleur marron foncé, à distribution dichotomique, avec une forme droite, phase extramatricielle lisse, et une stratégie d'exploration de type Contact (Fig.18.7). L'observation microscopique ($G \times 40$) des coupes anatomiques montre un manteau fongique épais et un réseau de Hartig (Rh) qui s'étale sur quatre couches de cellules, sans jamais atteindre le cylindre central (Fig.18.8).

Morphotype 17 : Il est de couleur marron, à distribution simple, avec une forme droite, phase extramatricielle lisse, et une stratégie d'exploration de type courte distance (Fig.18.10).

Morphotype 18 : Il est de couleur marron, à distribution tuberculée, phase extramatricielle lisse, et une stratégie d'exploration de type Contact (Fig.18.11).

Morphotype 37 : Il est de couleur marron clair, à distribution simple, avec une forme droite, phase extramatricielle lisse, et une stratégie d'exploration de type moyenne et longue distance (Fig.18.12). L'observation microscopique ($G \times 40$) des coupes anatomiques montre un manteau fongique épais et un réseau de Hartig (Rh) qui s'étale sur quatre couches de cellules, sans jamais atteindre le cylindre central (Fig.18.13).

Morphotype 29 : Il est de couleur noire, à distribution irrégulière, avec une forme courbée, phase extramatricielle lisse, et une stratégie d'exploration de type moyenne et longue distance (Fig.18.14).

Morphotype 30 : Il est de couleur noire, à distribution simple, avec une forme droite, une phase extramatricielle lisse, et une stratégie d'exploration de type courte distance (Fig.18.15).

Morphotype 31 : Il est de couleur marron foncé, à distribution irrégulière, avec une forme droite, une phase extramatricielle laineuse, et une stratégie d'exploration de type moyenne et longue distance (Fig.18.16).

Morphotype 38 : Il est de couleur marron foncé, à distribution monopodiale pyramidale, avec une forme droite, une phase extramatricielle lisse, et une stratégie d'exploration de type moyenne et longue distance (Fig.19.17).

Morphotype 32 : Il est de couleur marron foncé, à distribution monopodiale pennée, avec une forme courbée, une phase extramatricielle lisse, et une stratégie d'exploration de type moyenne et longue distance (Fig.19.18).

Morphotype 33 : Il est de couleur marron, à distribution monopodiale pyramidale, avec une forme courbée, phase extramatricielle lisse, et une stratégie d'exploration de type moyenne et longue distance (Fig.19.19).

Morphotype 34 : Il est de couleur marron, à distribution monopodiale pyramidale, avec une forme droite, phase extramatricielle sous forme de denses ficelles, et une stratégie d'exploration de type moyenne et longue distance (Fig.19.20).

Morphotype 35 : Il est de couleur noire, à distribution monopodiale pennée, avec une forme droite, phase extramatricielle lisse, et une stratégie d'exploration de type moyenne et longue distance (Fig.19.21).

Morphotype 36 : Il est de couleur marron, à distribution irrégulière, phase extramatricielle cotonneuse, et une stratégie d'exploration de type moyenne et longue distance (Fig.19.22).

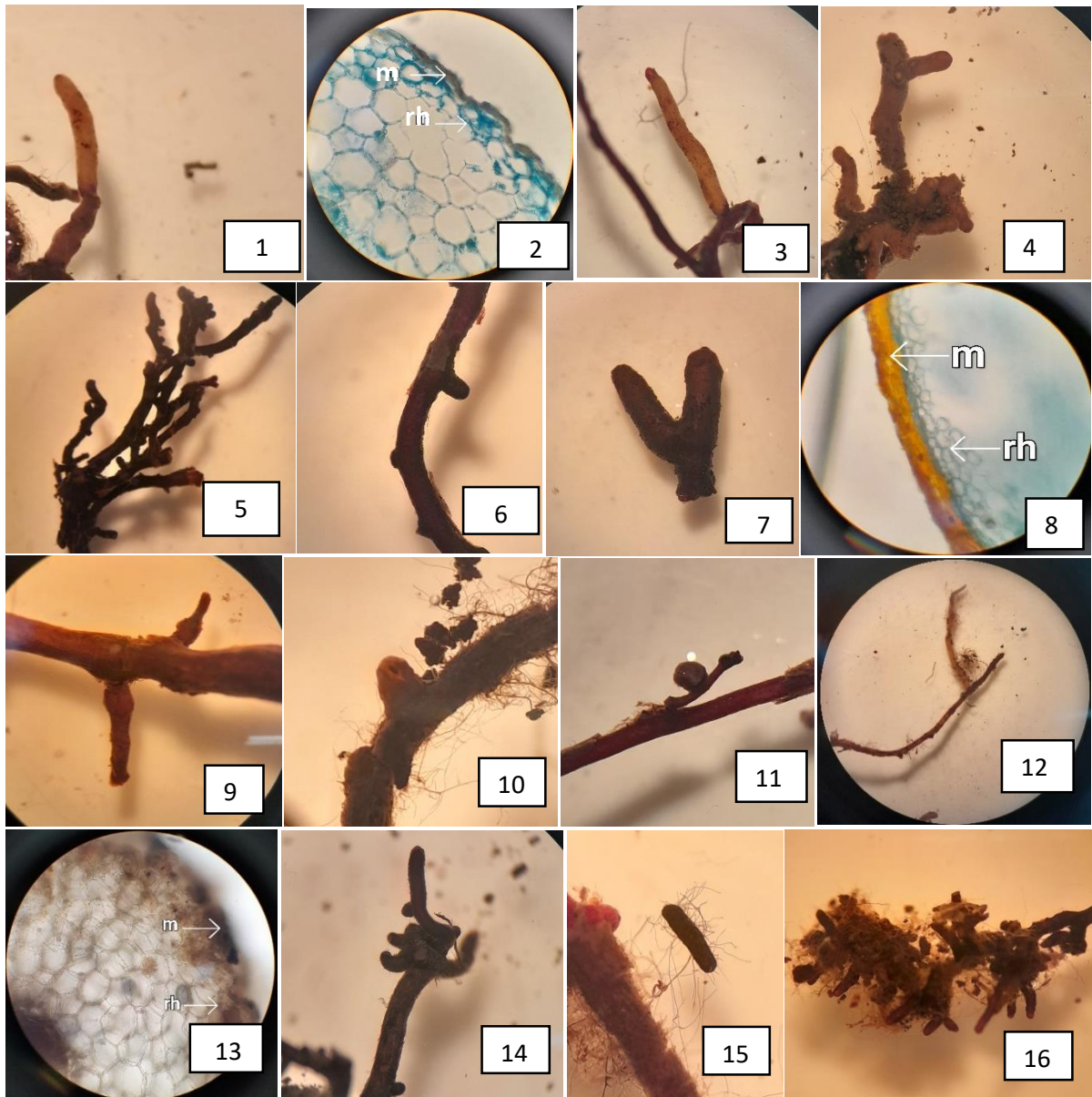


Figure 18 : observation des différents morphotypes des arbres situés très loin du cours d'eau de FI 2.

(1) : Observation du morphotype 1 à la loupe binoculaire G×4. (2) : Observation de la coupe anatomique transversale du morphotype 1 au microscope G×40. (3) : Observation du morphotype 2 à la loupe binoculaire G×4. (4) : observation du morphotype 3 à la loupe binoculaire G×4. (5) : Observation du morphotype 4 à la loupe binoculaire G×4. (6) : Observation du morphotype 5 à la loupe binoculaire G×4. (7) : Observation du morphotype 6 à la loupe binoculaire G×4. (8) : Observation de la coupe anatomique transversale du morphotype 6 au microscope G×40. (9) : Observation du morphotype 7 à la loupe binoculaire G×4. (10) : Observation du morphotype 17 à la loupe binoculaire G×4. (11) : Observation du morphotype 18 à la loupe binoculaire G×4. (12) : Observation du morphotype 37 à la loupe binoculaire G×4. (13) : Observation de la coupe anatomique transversale du morphotype 37 au microscope G×40. (14) : Observation du morphotype 29 à la loupe binoculaire G×4. (15) : Observation du morphotype 30 à la loupe binoculaire G×4. (16) : Observation du morphotype 31 à la loupe binoculaire G×4.

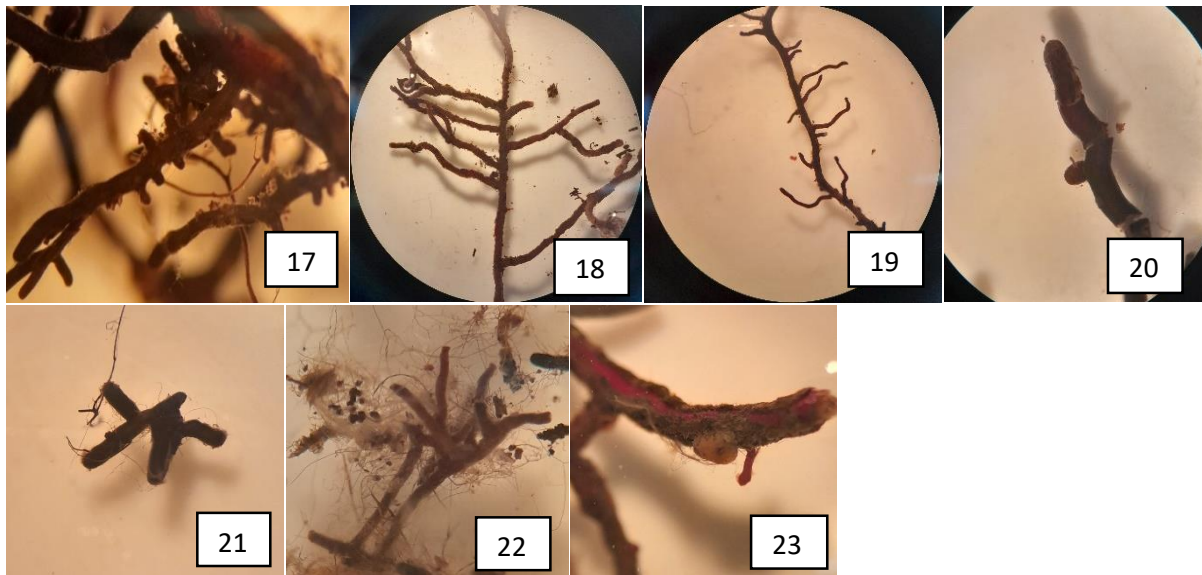


Figure 19 : observation des différents morphotypes des arbres situés très loin du cours d'eau de FI 2 (suite).

(17) : Observation du morphotype 38 à la loupe binoculaire G×4. (18) : Observation du morphotype 32 à la loupe binoculaire G×4. (19) : Observation du morphotype 33 à la loupe binoculaire G×4. (20) : Observation du morphotype 34 à la loupe binoculaire G×4. (21) : Observation du morphotype 35 à la loupe binoculaire G×4. (22) : Observation du morphotype 36 à la loupe binoculaire G×4. (23) : Observation du morphotype 28 à la loupe binoculaire G×4.

3. La description des ectomycorhizes de FI 1

Les différents morphotypes des arbres situés près du cours d'eau de FI 1 sont :

Morphotype 2 : Il est de couleur marron clair avec une extrémité rouge, à distribution simple, avec une forme droite, une phase extramatricielle lisse, et une stratégie d'exploration de type contact (Fig.20.26).

Morphotype 9 : Il est de couleur noire, à distribution simple, avec une forme courbée, une phase extramatricielle lisse, et une stratégie d'exploration de type contact (Fig.20.28).

Morphotype 10 : Il est de couleur blanche, à distribution simple, avec une forme droite, phase extramatricielle lisse, et une stratégie d'exploration de type contact (Fig.20.29). L'observation microscopique (G×40) des coupes anatomiques montre un manteau fongique peu épais et un réseau de Hartig (Rh) qui s'étale sur deux couches de cellules (Fig.20.30).

Morphotype 11 : Il est de couleur grise, à distribution coralloïde, avec une forme droite, phase extramatricielle lisse, et une stratégie d'exploration de type contact (Fig.20.33).

Morphotype 12 : Il est de couleur marron, à distribution irrégulière, avec une forme droite, phase extramatricielle lisse, et une stratégie d'exploration de type contact (Fig.20.34).

Morphotype 19 : Il est de couleur marron, à distribution simple, avec une forme droite, phase extramatricielle granuleuse, et une stratégie d'exploration de type courte distance (Fig.20.35).

Morphotype 20 : Il est de couleur blanche, à distribution simple, avec une forme droite, phase extramatricielle sous forme de denses ficelles, et une stratégie d'exploration de type courte distance (Fig.20.36).

Morphotype 21 : Il est de couleur grise, à distribution simple, avec une forme droite, phase extramatricielle cotonneuse, et une stratégie d'exploration de type courte distance (Fig.20.37). L'observation microscopique (G×40) des coupes anatomiques montre un manteau fongique peu épais (Fig.20.38).

Morphotype 22 : Il est de couleur grise, à distribution irrégulière, avec une forme droite, phase extramatricielle cotonneuse, et une stratégie d'exploration de type courte distance (Fig.20.39).

Morphotype 23 : Il est de couleur marron clair, à distribution simple, avec une forme droite, phase extramatricielle sous forme de denses ficelles, et une stratégie d'exploration de type courte distance (Fig.21.40).

Morphotype 24 : Il est de couleur marron avec une extrémité plus foncé, à distribution simple, avec une forme droite, phase extramatricielle cotonneuse, et une stratégie d'exploration de type courte distance (Fig.21.41).

Morphotype 25 : Il est de couleur noire, à distribution simple, avec une forme droite, phase extramatricielle en feutrage, et une stratégie d'exploration de type courte distance (Fig.21.42).

Morphotype 39 : Il est de couleur marron, à distribution simple, avec une forme courbée, phase extramatricielle lisse, et une stratégie d'exploration de type courte distance (Fig.21.43).

Morphotype 31 : Il est de couleur marron foncé, à distribution irrégulière, avec une forme droite, phase extramatricielle laineuse, et une stratégie d'exploration de type moyenne et longue distance (Fig.21.45). L'observation microscopique (G×40) des coupes anatomiques montre un manteau fongique épais et un réseau de Hartig (Rh) qui s'étale sur quatre couches de cellules (Fig.21.46).

Morphotype 30 : Il est de couleur noire, à distribution simple, avec une forme droite, phase extramatricielle lisse, et une stratégie d'exploration de type courte distance (Fig.21.47).

Morphotype 41 : Il est de couleur blanche, à distribution simple, avec une forme droite, phase extramatricielle lisse, et une stratégie d'exploration de type moyenne et longue distance (Fig.21.48). L'observation microscopique (G×40) des coupes anatomiques montre un manteau fongique fin et un réseau de Hartig (Rh) qui s'étale sur trois couches de cellules (Fig.21.49).

Morphotype 42 : Il est de couleur noire, à distribution irrégulière, avec une forme droite, phase extramatricielle lisse, et une stratégie d'exploration de type moyenne et longue distance (Fig.21.50).

Morphotype 43 : Il est de couleur marron foncé, à distribution simple, avec une forme droite, phase extramatricielle lisse, et une stratégie d'exploration de type moyenne et longue distance (Fig.21.51).

Morphotype 38 : Il est de couleur marron foncé, à distribution monopodiale pyramidale, avec une forme droite, phase extramatricielle lisse, et une stratégie d'exploration de type courte distance (Fig.21.52).

Morphotype 44 : Il est de couleur marron foncé, à distribution dichotomique, avec une forme droite, phase extramatricielle lisse, et une stratégie d'exploration de type moyenne et longue distance (Fig.21.53).

Morphotype 45 : Il est de couleur noire, à distribution monopodiale pyramidale, avec une forme droite, phase extramatricielle lisse, et une stratégie d'exploration de type courte distance (Fig.21.54). L'observation microscopique (G×40) des coupes anatomiques montre un manteau fongique plus épais et un réseau de Hartig (Rh) qui s'étale sur deux couches de cellules (Fig.21.55).



Figure 20 : observation des différents morphotypes des arbres situés près du cours d'eau de FI 1.

(24) : Observation du morphotype 8 à la loupe binoculaire G×4. (25) : Observation de la coupe anatomique transversale du morphotype 8 au microscope G×40. (26) : Observation du morphotype 2 à la loupe binoculaire G×4. (27) : Observation du morphotype 7 à la loupe binoculaire G×4. (28) : Observation du morphotype 9 à la loupe binoculaire G×4. (29) : Observation du morphotype 10 à la loupe binoculaire G×4. (30) : Observation de la coupe anatomique transversale du morphotype 10 au microscope G×40. (31) : Observation du morphotype 28 à la loupe binoculaire G×4. (32) : Observation de la coupe anatomique transversale du morphotype 28 au microscope G×40. (33) : Observation du morphotype 11 à la loupe binoculaire G×4. (34) : Observation du morphotype 12 à la loupe binoculaire G×4. (35) : Observation du morphotype 19 à la loupe binoculaire G×4. (36) : Observation du morphotype 20 à la loupe binoculaire G×4. (37) : Observation du morphotype 21 à la loupe binoculaire G×4. (38) : Observation de la coupe anatomique transversale du morphotype 21 au microscope G×40. (39) : Observation du morphotype 22 à la loupe binoculaire G×4.

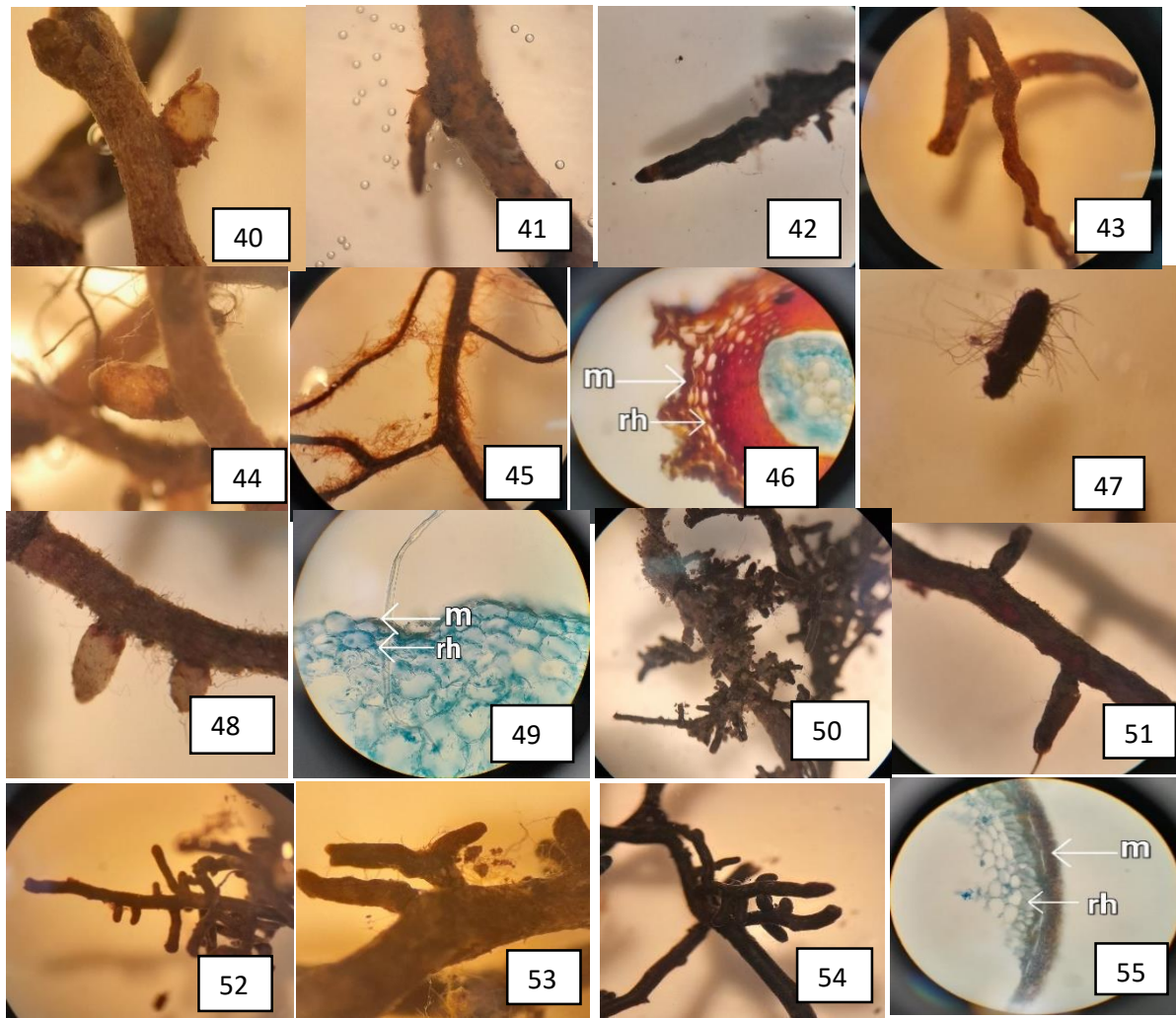


Figure 21 : observation des différents morphotypes des arbres situés près du cours d'eau de FI 1(suite).

(40) : Observation du morphotype 23 à la loupe binoculaire G×4. (41) : Observation du morphotype 24 à la loupe binoculaire G×4. (42) : Observation du morphotype 25 à la loupe binoculaire G×4. (43) : Observation du morphotype 39 à la loupe binoculaire G×4. (44) : Observation du morphotype 28 à la loupe binoculaire G×4. (45) : Observation du morphotype 31 à la loupe binoculaire G×4. (46) : Observation de la coupe anatomique transversale du morphotype 31 au microscope G×40. (47) : Observation du morphotype 30 à la loupe binoculaire G×4. (48) : Observation du morphotype 41 à la loupe binoculaire G×4. (49) : Observation de la coupe anatomique transversale du morphotype 41 au microscope G×40. (50) : Observation du morphotype 42 à la loupe binoculaire G×4. (51) : Observation du morphotype 43 à la loupe binoculaire G×4. (52) : Observation du morphotype 38 à la loupe binoculaire G×4. (53) : Observation du morphotype 44 à la loupe binoculaire G×4. (54) : Observation du morphotype 45 à la loupe binoculaire G×4. (55) : Observation de la coupe anatomique transversale du morphotype 45 au microscope G×40.

4. La description des ectomycorhizes de Chréa

Les différents morphotypes des arbres de Chréa sont :

Morphotype 46 : Il est de couleur marron clair avec une extrémité rouge, à distribution simple, avec une forme courbée, phase extramatricielle lisse, et une stratégie d'exploration de type courte distance (Fig.22.56).

Morphotype 26 : Il est de couleur marron, à distribution simple, avec une forme apex plus large que la base, phase extramatricielle sous forme de denses ficelles, et une stratégie d'exploration de type courte distance (Fig.22.57). L'observation microscopique (G×40) des coupes anatomiques montre un manteau fongique épais et un réseau de Hartig (Rh) qui s'étale sur deux couches de cellules, sans jamais atteindre le cylindre central(Fig.22.58).

Morphotype 1 : Il est de couleur marron, à distribution simple, avec une forme droite, stratégie d'exploration de type Contact (Fig.22.59). L'observation microscopique (G×40) des coupes anatomiques montre un manteau fongique peu épais et un réseau de Hartig (Rh) qui s'étale sur plusieurs couches de cellules, sans jamais atteindre le cylindre central (Fig.22.60).

Morphotypes 47 : Il est de couleur marron, à distribution simple, avec une forme apex plus large que la base, phase extramatricielle lisse, et une stratégie d'exploration de type courte distance (Fig.22.61).

Morphotype 13 : Il est de couleur marron, à distribution simple, avec une forme apex plus large que la base, phase extramatricielle lisse, et une stratégie d'exploration de type contact (Fig.22.62).

Morphotype 14 : Il est de couleur blanche, à distribution simple, avec une forme courbée, phase extramatricielle lisse, et une stratégie d'exploration de type contact (Fig.22.63).

Morphotype 20 : Il est de couleur blanche, à distribution simple, avec une forme droite, phase extramatricielle sous forme de denses ficelle, et une stratégie d'exploration de type courte distance (Fig.22.65).

Morphotype 15 : Il est de couleur marron clair avec une extrémité plus foncé, à distribution simple, avec une forme droite, phase extramatricielle lisse, et une stratégie d'exploration de type contacte (Fig.23.68). L'observation microscopique (G×40) des coupes anatomiques montre un manteau fongique fin et un réseau de Hartig (Rh) qui s'étale sur trois couches de cellules, sans jamais atteindre le cylindre central(Fig.23.69).

Morphotype 41 : Il est de couleur blanche, à distribution simple, avec une forme droite, phase extramatricielle lisse, et une stratégie d'exploration de type courte distance. (Fig.23.70)
L'observation microscopique (G×40) des coupes anatomiques montre un manteau fongique fin et un réseau de Hartig (Rh) qui s'étale sur trois couches de cellules, sans jamais atteindre le cylindre central (Fig.23.71).

Morphotype 16 : Il est de couleur blanche avec une extrémité marron clair, à distribution simple, une forme courbée, phase extramatricielle lisse, et une stratégie d'exploration de type Contact (Fig.23.72).

Morphotype 27 : Il est de couleur rouge, à distribution simple, une forme droite, phase extramatricielle sous forme de denses ficelles, et une stratégie d'exploration de type courte distance (Fig.23.74).

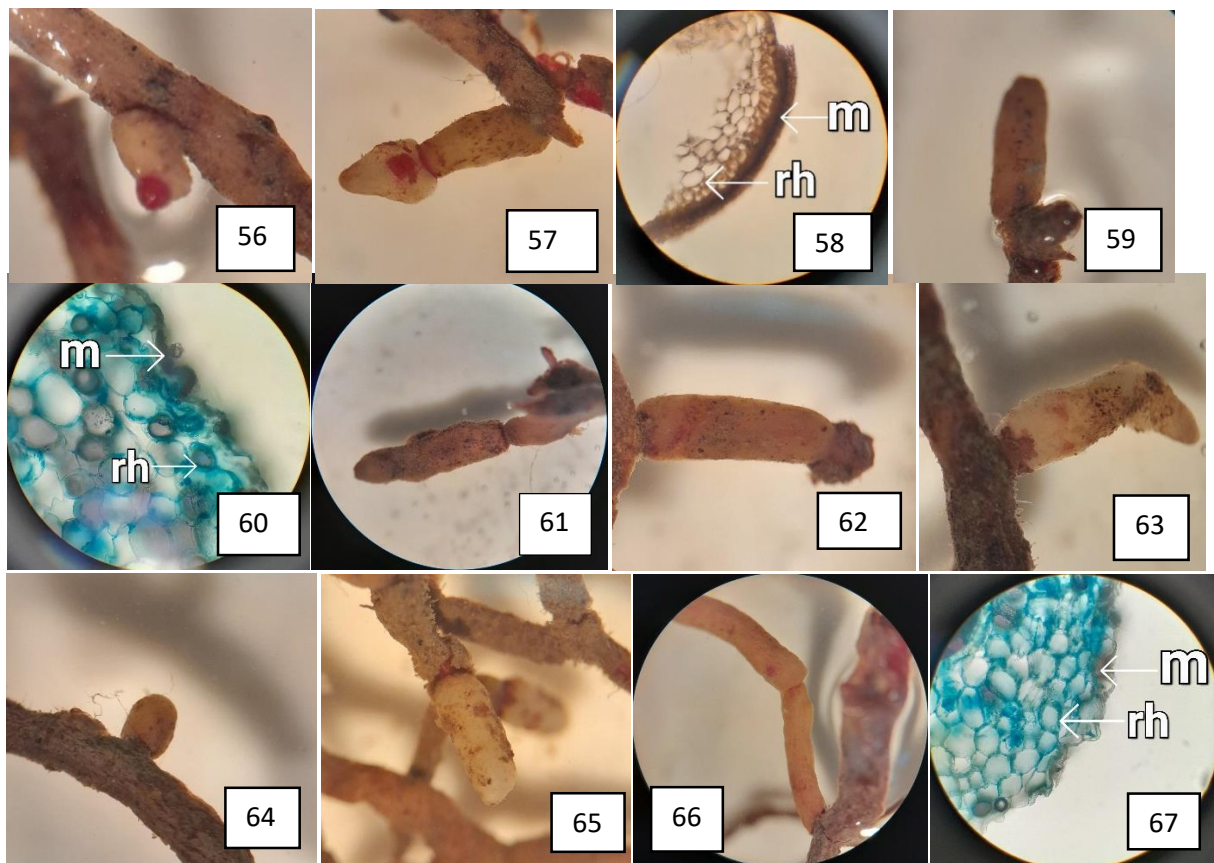


Figure 22 : observation des différents morphotypes des arbres de Chréa.

(56) : Observation du morphotype 46 à la loupe binoculaire G×4. (57) : Observation du morphotype 26 à la loupe binoculaire G×4. (58) : Observation de la coupe anatomique transversale du morphotype 26 au microscope G×40. (59) : Observation du morphotype 1 à la loupe binoculaire G×4. (60) : Observation de la coupe anatomique transversale du morphotype 1 au microscope G×40. (61) : Observation du morphotype 47 à la loupe binoculaire G×4. (62) : Observation du morphotype 13 à la loupe binoculaire G×4. (63) : Observation du morphotype 14 à la loupe binoculaire G×4. (64) : Observation du morphotype 28 à la loupe binoculaire G×4. (65) : Observation du morphotype 20 à la loupe binoculaire G×4. (66) : Observation du morphotype 8 à la loupe binoculaire G×4. (67) : Observation de la coupe anatomique transversale du morphotype 8 au microscope G×40.

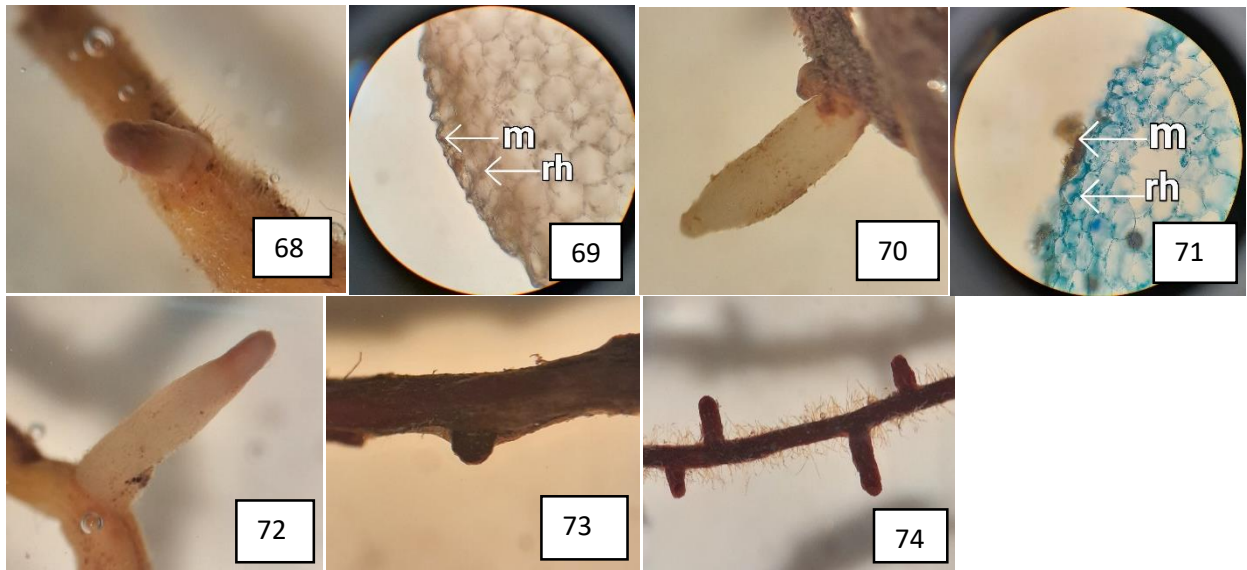


Figure 23 : observation des différents morphotypes des arbres de Chréa (suite).

(68) : Observation du morphotype 15 à la loupe binoculaire G×4. (69) : Observation de la coupe anatomique transversale du morphotype 15 au microscope G×40. (70) : Observation du morphotype 41 à la loupe binoculaire G× 4. (71) : Observation de la coupe anatomique transversale du morphotype 41 au microscope G×40. (72) : Observation du morphotype 16 à la loupe binoculaire G×4. (73) : Observation du morphotype 7 à la loupe binoculaire G×4. (74) : Observation du morphotype 27 à la loupe binoculaire G×4.

II-1-2-Estimation de la colonisation ectomycorhizienne

La quantification de la colonisation mycorhizienne chez les arbres du *Taxus baccata* des stations échantillonnées a révélé : un pourcentage de mycorhization (Pm) élevé au niveau de Chréa qui est de 20,17%, suivi par un Pm de 19,12% à FI 2, et enfin un Pm de 18,75% pour FI 1, présentés dans le tableau 3 et la figure 24.

Tableau 3 : Pourcentages de mycorhization par station.

station	Pourcentage de mycorhization	Ecart-type
FI 1	18,75	7,46
FI 2	19,12	7,03
Chréa	20,17	1,28

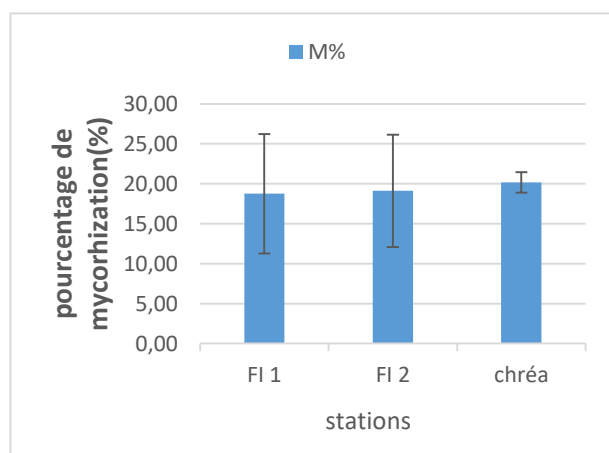


Figure 24 : Pourcentages de mycorhization par station.

Les pourcentages des trois types d'exploration au niveau de chaque arbre des deux stations sont présentés dans la figure 25.

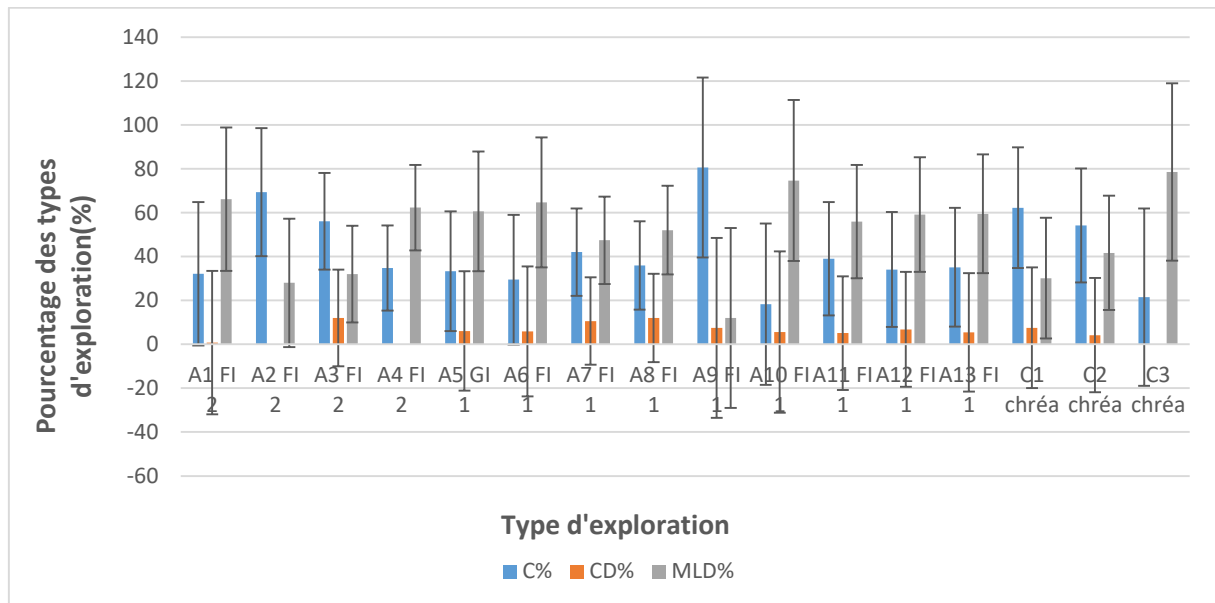


Figure 25 : Pourcentage des différents types d'exploration au niveau de chaque arbre des trois stations.

Les pourcentages des trois types d'exploration au niveau de chaque station sont présentés dans le tableau 4 et la figure 26.

Tableau 4 : Pourcentage de type d'exploration au niveau de chaque station.

Pourcentage	FI 2	FI 1	Chréa
C(%)	48,08	38,66	45,96
CD(%)	3	7,22	3,91
MLD(%)	47,09	53,99	50,14

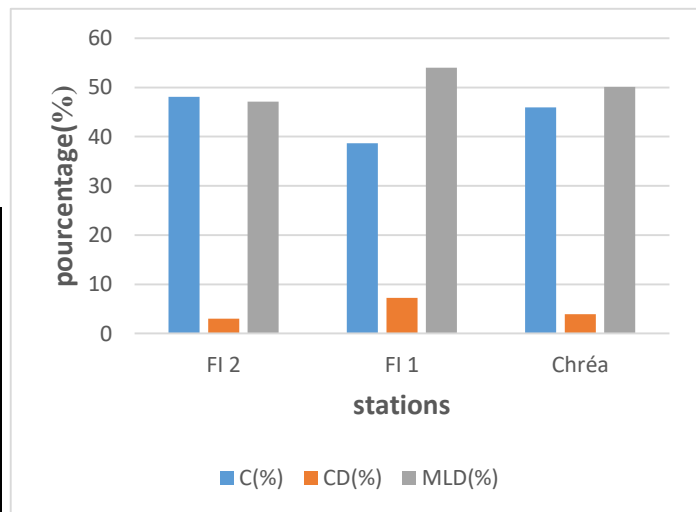


Figure 26 : Pourcentage de type d'exploration au niveau de chaque station.

II-1-3-Analyse statistique

Les résultats obtenus sont soumis au test de l'ANOVA qui révèle qu'il n'y a pas de différence significative pour les trois types exploratoires au niveau des arbres des deux stations (Annexe8).

II-2-Les endomycorhizes

II-2-1-Observations microscopiques des structures endomycorhiziennes

Les observations microscopiques au G×10 puis G×40 ont montré la présence de toutes les structures endomycorhiziennes dans les racines des seize arbres de *Taxus baccata* dans les deux stations. Nous avons observé des hyphes, qui pénètrent dans les cellules pour former des arbuscules, des spores, des vésicules rondes et ovales et des pelotons. Des endophytes ont été également observé.

1. Les endomycorhizes de FI 2

Les différentes structures endomycorhiziennes observées dans des fragments de racines des arbres situés très loin du cours d'eau de FI 2 :

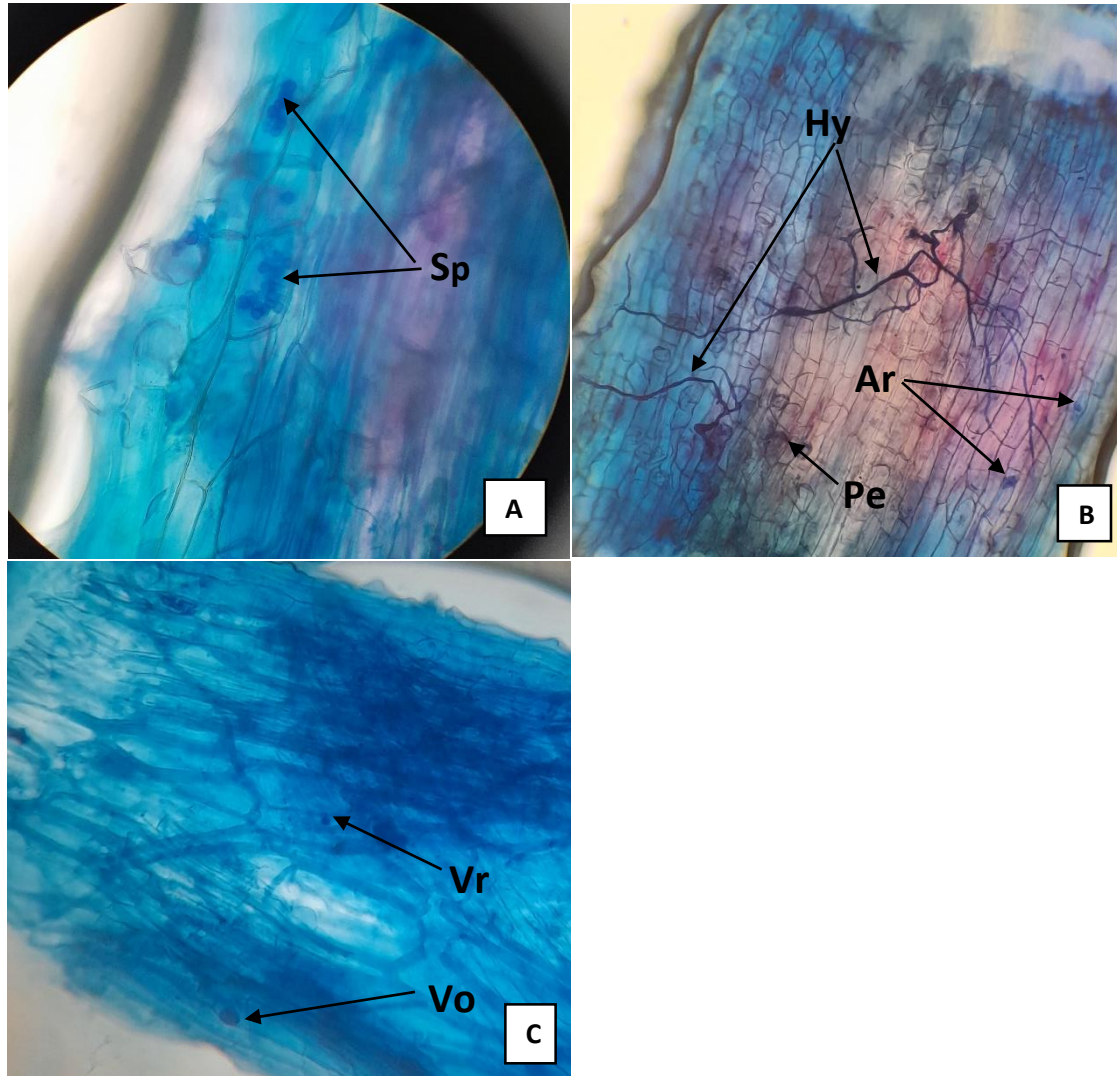


Figure 27 : observation des différentes structures des racines des arbres situés très loin du cours d'eau de FI 2 vues au G×10 puis G×40.

(A : Sp : spores, B : Hy : hyphes extracellulaires ; Ar : arbuscules; Pe : pelotons, C : Vr : vésicule ronde ; Vo : vésicule ovale).

2. Les endomycorhizes de FI 1

Les différentes structures endomycorhiziennes observées dans des fragments de racines des arbres situés près du cours d'eau de FI 1 :

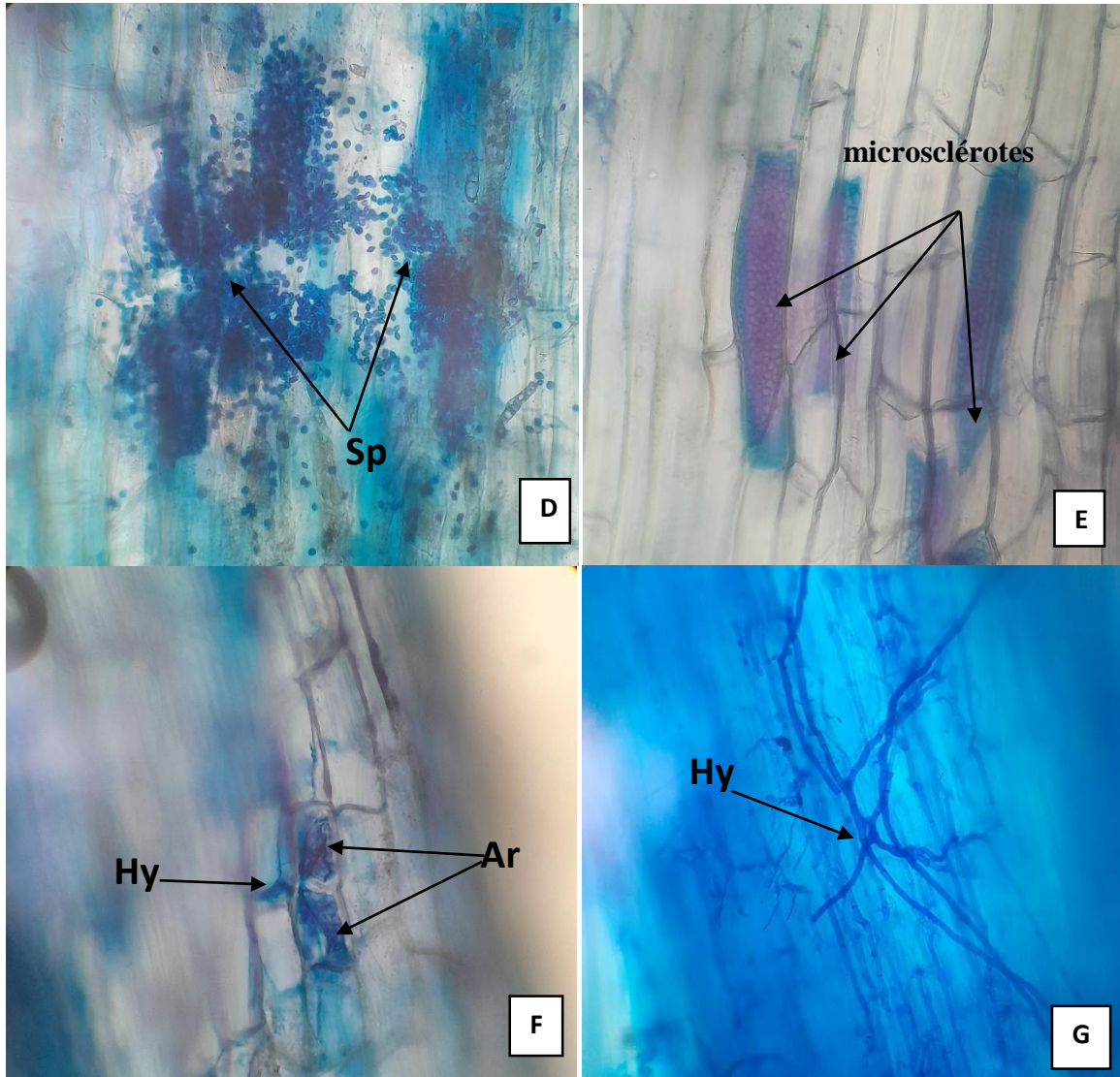


Figure 28 : observation des différentes structures des racines des arbres situés près du cours d'eau de FI 1 vues au G \times 10 puis G \times 40.

(D : Sp : spores, F : Hy : hyphe intercellulaire ; Ar : arbuscules, G : Hy : hyphe cloisonnés).

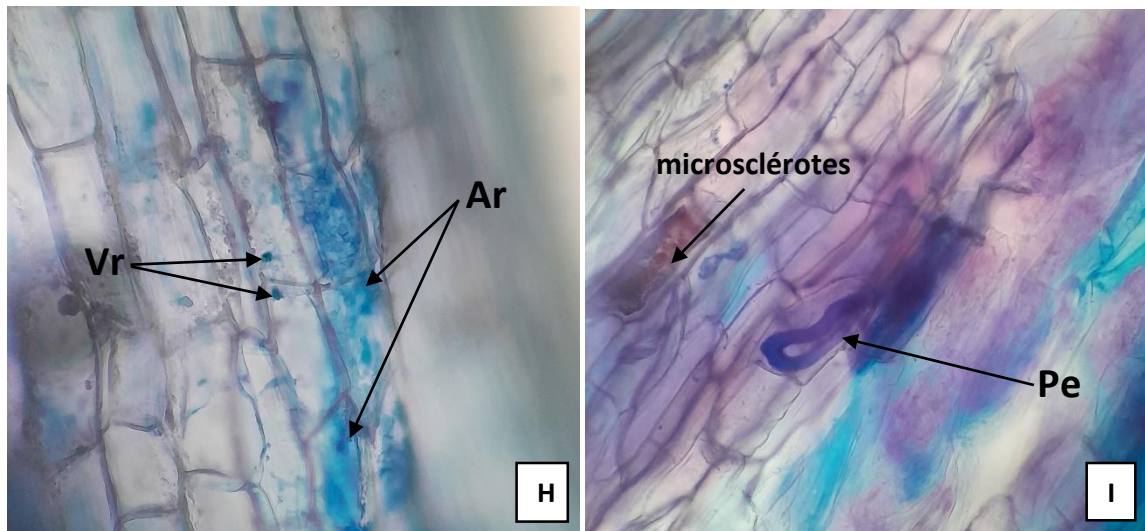


Figure 29 : observation des différentes structures des racines des arbres situés près du cours d'eau de FI 1 vues au G×10 puis G×40 (suite).

(**H** : Ar : arbuscules ; Vr : vésicules rondes, **I** : Pe : pelotons).

3. Les endomycorhizes de Chréa

Les différentes structures endomycorhiziennes observées dans des fragments de racines des arbres situés à Chréa :

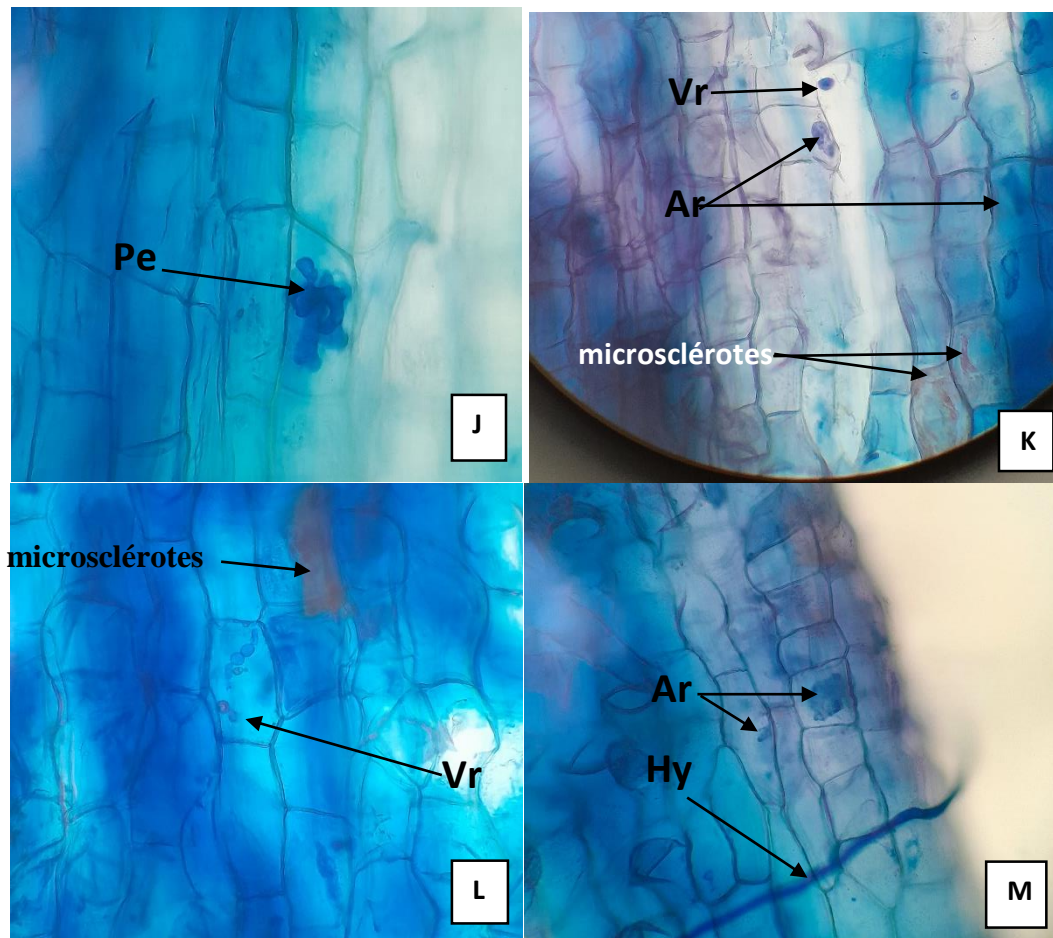


Figure 30 : observation des différentes structures des racines des arbres près du cours d'eau de chréa vues au G×10 puis G×40.

(**J** : Pe : pelotons, **K** : Vr : vésicule ronde ; Ar : arbuscule, **L** : EN : endophytes ; Vr : vésicules rondes intracellulaires avec globules lipidiques, **M** : Ar : arbuscules de type *Arum* ; Hy : hyphe extracellulaire).

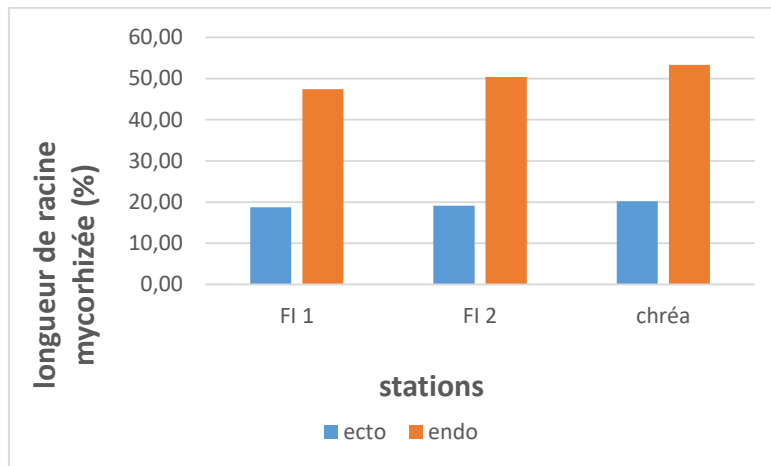


Figure 31 : longueurs de racines ectomycorhizées et endomycorhizées des deux stations de *Taxus baccata*.

II-2-2-Analyse statistique

Les résultats obtenus soumises au test de l'ANOVA révèlent qu'il n'y a pas de différence significative de la mycorhization endomycorhizienne entre les arbres des deux stations (Annexe9).

III-Discussion

L'étude de la symbiose mycorhizienne des racines de *Taxus baccata*, dans les deux stations, la fontaine des Ifs situées dans la forêt de l'Akfadou et Chréa, confirme la double symbiose mycorhizienne. En effet cette espèce est classée comme étant à endomycorhization (Strullu 1978, Strullu et Gourret, 1979) in (Harchaoui, 2017). Nos résultats sont conformes aux travaux de Harchaoui (2017) pour la même espèce à la fontaine des Ifs de la forêt de l'Akfadou, et Doufene (2018) au niveau de l'Akfadou et Chréa.

L'observation des racines des 16 arbres a effectivement montré la présence de divers morphotypes ectomycorhiziens. La caractérisation morphotypique des ECMs a permis de distinguer une richesse morphotypique de 47 morphotypes pour la station de la fontaine des Ifs et Chréa, durant la saison de printemps de l'année 2023. Harchaoui (2017) a également dénombré une richesse ectomycorhizienne de 26 morphotypes pour *Taxus baccata* au niveau de l'Akfadou, alors que Doufene (2018) a dénombré de 82 morphotypes au niveau de l'Akfadou et Chréa.

Nous avons observé plusieurs morphotypes ectomycorhiziens chez tous les arbres échantillonnés des deux stations d'étude. Ces morphotypes sont caractérisés par

différentes couleurs, distributions, forme de la pointe, et par l'absence ou la présence de la phase extramatricielle.

L'étude anatomique a révélé que ces ECMs sont de plus, caractérisées par un manteau fongique plus ou moins épais, et parfois fin. Selon Harley *et al.*, (1984), le manteau, par son étroite adhérence à la racine et son épaisseur, constitue une réserve de nutriments, comme il est capable de stocker le phosphore. Il joue un rôle dans le transfert entre le champignon et la plante (Smith et Read 1997). Les couches observées qui forment le manteau, selon Harley *et al.*, (1984) servent à l'échange bidirectionnel d'eau et de nutriments entre le manteau et le réseau de Hartig qui est le siège entre la plante et son partenaire, cela grâce à la grande surface d'échange entre eux ; Harchaoui (2017) confirme que les ectomycorhizes avec un réseau de Hartig s'étalant sur plusieurs couches présentent donc une plus grande surface d'échange de nutriments entre les deux partenaires.

Les ECMs sont plus efficace dans l'absorption et le transfert des éléments nutritifs (Garbaye, 2013). Ceci pourrait expliquer la présence en grand nombre et richesse en ectomycorhizes du type moyenne et longue distance au niveau des deux stations, peut être causée par les faibles concentrations d'azote et du phosphore dans le sol. Du point de vue fonctionnel, les différents morphotypes observés chez *Taxus baccata* exprimeraient une adaptation à l'environnement pour optimiser l'approvisionnement du couple champignon-plante en éléments nutritifs (Harchaoui, 2017) y compris l'azote et le phosphore.

Parmi les morphotypes spécifiques à la fontaine des Ifs, le morphotype 30 *Cenococcum geophilum*, est retrouvé à FI 1 et FI 2. Ce type joue le rôle de protection des racines du dessèchement (Drénou *et al.*, 2006). Les champignons qui donne ce morphotype ectomycorhizien de type courte distance, grâce à ses filaments fongiques de diamètre beaucoup plus faible que celui des racines peuvent pénétrer dans des pores beaucoup plus fins et y trouver l'eau qui y persiste lors des épisodes de dessèchement du sol (Garbaye, 2013).

L'étude statistique a révélé qu'il n'y a pas de différence significative entre les deux stations quant à l'ectomycorhization de l'ensemble des arbres échantillonnés, avec un taux 18,75% pour FI 1, 19,12% pour FI 2, et 20,17% pour Chréa.

La colonisation endomycorhizienne de *Taxus baccata* est de type arbusculaire. Les arbuscules Formées par des hyphes qui pénètrent dans les cellules, ces différentes formes d'arbuscules sont le siège des échanges entre le champignon et la plante. Cela a été déjà signalé chez *Taxus baccata* par Wubet *et al* (2003) (*in* Harchaoui, 2017).

Des vésicules de différentes formes ont été également observées, dont la fonction est l'accumulation de réserves, principalement en carbone sous forme de lipides, pour la conservation et la dissémination du champignon après la mort de la racine (Garbaye, 2013).

Nous avons noté des spores intracellulaires qui représentent des unités de propagation pour le champignon.

Les endophytes ont été également observé chez cette espèce. Mullen *et al* (1998) *in* (Harchaoui ,2017) rapportent que les endophytes ont un rôle actif dans l'acquisition de l'azote et du phosphore dans les conditions climatiques extrêmes.

L'estimation de colonisation mycorhizienne montre que le taux des endomycorhizes est plus important que celui des ectomycorhizes chez *Taxus baccata*. Nos résultats sont conformes à ceux trouvé par Harchaoui (2017).

Cette présence simultanée des endomycorhizes et ectomycorhizes permettrait une complémentarité fonctionnelle dans les conditions des stations d'étude, caractérisées par un sol pauvre et ayant subis de la sècheresse ; les ectomycorhizes favoriserait la décomposition de la matière organique et la mobilisation des éléments nutritifs. D'autre part, les endomycorhizes favoriseraient l'assimilation des différents minéraux essentiels à la plante comme l'azote et le phosphore. Cette double symbiose procurait à cette espèce un avantage adaptatif à la diminution de la disponibilité de P et de N du sol et aux conditions de sécheresse.

IV- Etude qualitative et quantitative des spores des sols des deux stations

IV-1- Spores isolées à partir du sol prélevé sous If situé proche de cours d'eau (FI 1)

L'observation microscopique des échantillons de sol prélevés autour des arbres de *Taxus baccata* dans la fontaine des Ifs, a révélé une richesse en spores. Différents morphotypes ont été observés :

Morphotype 1 : la spore est globuleuse de couleur 0% Cyan 30% Magenta 30% Yellow 10% Black et de diamètre 50 µm. La paroi est lisse. La spore est dépourvue d'un hyphes suspenseur (Fig.32). Cette spore appartiendrait à *Archaeosporites rhyniensis gen.*

Morphotype 2 : la spore est sphérique de couleur 0% Cyan 60% Magenta 100% Yellow 10% Black et de diamètre 50 µm. La paroi est lisse. La spore est pourvue d'un hyphe suspenseur (Fig.32). Cette spore appartiendrait à *Gigaspora margarita*.

Morphotype 3 : la spore est sphérique de couleur marron foncé et de diamètre 200 µm. La paroi est lisse. La spore est dépourvue d'un hyphe suspenseur (Fig.32). Cette spore appartiendrait à *Acaulospora sp.1*.

Morphotype 4 : la spore est sphérique de couleur 20% Cyan 0% Magenta 20% Yellow 0% Black et de diamètre 50 µm. La paroi est lisse. La spore est dépourvue d'un hyphe suspenseur (Fig.32). Cette spore appartiendrait à *Glomus sp.1*.

Morphotype 5 : la spore est sphérique de couleur 20% Cyan 0% Magenta 20% Yellow 0% Black et de diamètre 50 µm. La paroi est lisse. La spore est dépourvue d'un hyphe suspenseur (Fig.32). Cette spore appartiendrait à *Gigaspora sp.1*.

Morphotype 6 : la spore est globuleuse de couleur 20% Cyan 0% Magenta 30% Yellow 10% Black et de diamètre 2 mm La paroi est lisse. La spore est pourvue d'un hyphe suspenseur (Fig.32). Cette spore appartiendrait à *Entrophospora colombiana*.

Morphotypes 7 : la spore est globuleuse de couleur noir et de diamètre 2 mm La paroi est lisse. La spore est dépourvue d'un hyphe suspenseur (Fig.32). Cette spore appartiendrait à *Gigaspora sp.2*.

Morphotypes 8 : la spore est globuleuse de couleur 0% Cyan 20% Magenta 30% Yellow 10% Black et de diamètre 2 mm La paroi est lisse. La spore est pourvue d'un hyphe suspenseur (Fig.32). Cette spore appartiendrait à *Gigaspora dentiscutata ruba*.

Morphotype 9 : la spore est demi sphérique de couleur 20% Cyan 20% Magenta 20% Yellow 0% Black et de diamètre 250 µm. La paroi est lisse. La spore est pourvue d'un hyphe suspenseur (Fig.32). Cette spore appartiendrait à *Gigaspora sp.3*.

Morphotype 10 : la spore est sphérique de couleur 30% Cyan 0% Magenta 30% Yellow 10% Black et de diamètre 100 µm. La paroi est lisse. La spore est dépourvue d'un hyphe suspenseur (Fig.32). Cette spore appartiendrait à *Glomus sp.2*.

Morphotype 11 : la spore est carrée de couleur 20% Cyan 40% Magenta 50% Yellow 10% Black et de diamètre 50 µm. La paroi est lisse. La spore est dépourvue d'un hyphe suspenseur (Fig.32). Cette spore appartiendrait à *Glomus sp.3*.

Morphotype 12 : la spore est sphérique de couleur 0% Cyan 20% Magenta 80% Yellow 0% Black et de diamètre 100 μm . La paroi est lisse. La spore est dépourvue d'un hyphe suspenseur (Fig.32). Cette spore appartiendrait à *Glomus sp.4*

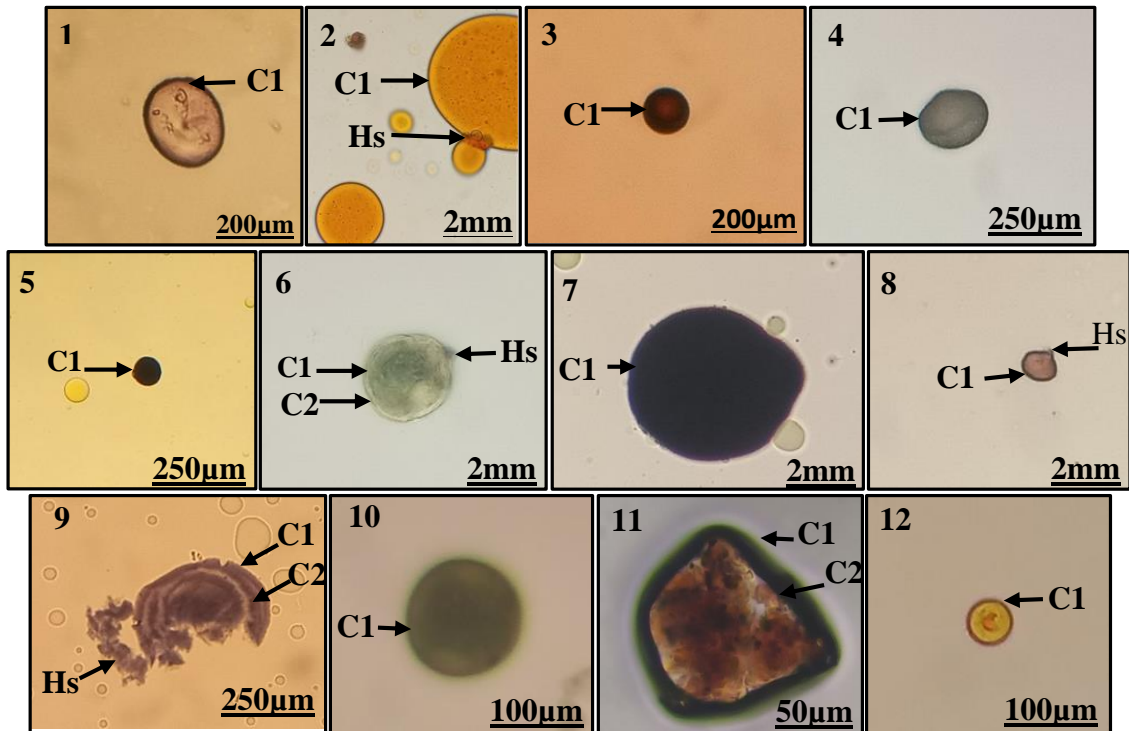


Figure 32 : Les différents morphotypes observée dans les échantillons de sol de la FI 1.

(1) : *Archaeosporites rhyniensis* gen (G \times 40) ; (2) : *Gigaspora margarita* (G \times 40) ; (3) : *Acaulospora sp.1.* (G \times 40) ; (4) : *Glomus sp.1.* (G \times 40) ; (5) : *Gigaspora sp.1.* (G \times 40) ; (6) : *Entrophospora colombiana* (G \times 40) ; (7) : *Gigaspora sp.2.* (G \times 40) ; (8) : *Gigaspora dentiscutata ruba* (9) : *Gigaspora sp.3.* (G \times 40) ; (10) : *Glomus sp.2.* (G \times 40) ; (11) : *Glomus sp.3.* (G \times 40) ; (12) : *Glomus sp.4* (G \times 40).

IV-2- Spores isolées à partir du sol prélevé sous If situé loin du cours d'eau (FI 2)

L'observation microscopique des échantillons de sol prélevés autour de *Taxus baccata* dans la fontaine des Ifs, loin du cours d'eau, révèle un nombre de morphotypes moins important par rapport aux arbres situés proche du cours d'eau, où la richesse en spores est plus élevée. Différents morphotypes ont été observées :

Morphotype 13 : la spore est ovale de couleur 20% Cyan 0% Magenta 30% Yellow 10% Black et de diamètre 50 μm . La paroi est lisse. La spore est pourvue d'un hyphe suspenseur (Fig. 33). Cette spore appartiendrait à *Alternaria elegans*.

Morphotype 14 : la spore est sphérique de couleur marron foncé et de diamètre 250 µm. La paroi est lisse. La spore est dépourvue d'un hyphe suspenseur (Fig. 33). Cette spore appartiendrait à *Septoglomerus constrictum*.

Morphotype 15 : la spore est ovale de couleur 10% Cyan/ 0% Magenta/ 20% Yellow/ 0% Black, et de diamètre 2 mm La paroi est lisse. La spore est dépourvue d'un hyphe suspenseur (Fig. 33). Cette spore appartiendrait à *Morchella deliciosa*.

Morphotype 16 : la spore est ovale de couleur 60% Cyan/ 80% Magenta/ 100% Yellow/ 10% Black, et de diamètre 2 mm La paroi est lisse. La spore est dépourvue d'un hyphe suspenseur (Fig. 33). Cette spore appartiendrait à *Polythrincium conidia*.

Morphotype 17 : la spore est ovale de couleur 60% Cyan/ 80% Magenta/ 60% Yellow/ 0% Black, et de diamètre 150 µm La paroi est lisse. La spore est dépourvue d'un hyphe suspenseur (Fig. 33). Cette spore appartiendrait à *Glomus sp.5*.

Morphotype 18 : la spore est sphérique de couleur 20% Cyan/ 0% Magenta/ 20% Yellow/ 0% Black, et de diamètre 50 µm La paroi est lisse. La spore est dépourvue d'un hyphe suspenseur (Fig. 33). Cette spore appartiendrait à *Glomus sp.6*.

Morphotype 19 : la spore est ovale de couleur 60% Cyan/ 80% Magenta/ 100% Yellow/ 10% Black, et de diamètre 200 µm La paroi est lisse. La spore est dépourvue d'un hyphe suspenseur (Fig. 33). Cette spore appartiendrait à *Gigaspora sp.5*.

Morphotype 20 : la spore est globuleuse de couleur noir, et de diamètre 2 mm La paroi est lisse. La spore est dépourvue d'un hyphe suspenseur (Fig. 33). Cette spore appartiendrait à *Gigaspora sp.6*.

Morphotype 21 : la spore est globuleuse de couleur 10% Cyan/ 0% Magenta/ 20% Yellow/ 0% Black, et de diamètre 250 µm La paroi est lisse. La spore est dépourvue d'un hyphe suspenseur (Fig. 33). Cette spore appartiendrait à *Entrophospora colombiana*.

Morphotype 22 : la spore est sphérique de couleur 20% Cyan/ 20% Magenta/ 70% Yellow/ 10% Black, et de diamètre 250 µm La paroi est lisse. La spore est dépourvue d'un hyphe suspenseur (Fig. 33). Cette spore appartiendrait à *Acaulospora sp.2*.

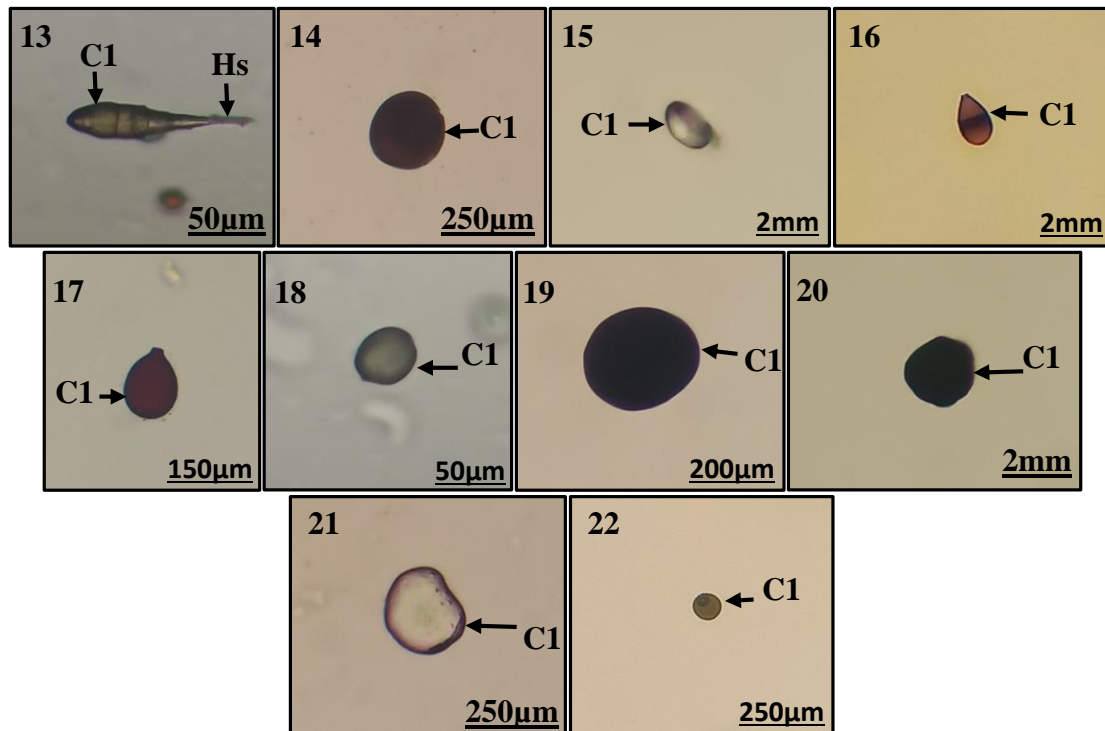


Figure 33 : Les différents morphotypes observée dans les échantillons de sol de FI 2.

(13): *Alternaria elegans* (G×40); (14): *Septoglomus constrictum* (G×40); (15): *Morchella deliciosa* (G×40); (16): *PolyThrinium conidia* (G×40); (17): *Glomus sp.5.* (G×40) ; (18) : *Glomus sp.6.* (G×40) ; (19) : *Gigaspora sp.5.* (G×40) ; (20) : *Gigaspora sp.6.* (G×40) ; (21) : *Entrophospora colombiana* (G×40) ; (22) : *Acaulospora sp.2.* (G×40).

IV-3- Spores isolées à partir du sol prélevé sous If à Chréa

L'observation microscopique des échantillons de sol prélevés autour de *Taxus baccata* a Chréa, révèle une diversité de spores. Différents morphotypes ont été observées :

Morphotype 1 : la spore est ovale de couleur 30%Cyan/ 0% Magenta/ 30% Yellow/ 10%Black et de diamètre 2 mm La paroi est lisse. La spore est dépourvue d'un hyphe suspenseur (Fig. 34). Cette spore appartiendrait à *Morchella vulgaris*

Morphotype 2 : la spore est ovale de couleur 60%Cyan/ 80% Magenta/ 100% Yellow/ 10%Black et de diamètre 2 mm La paroi est lisse. La spore est dépourvue d'un hyphe suspenseur (Fig. 34). Cette spore appartiendrait à *PolyThrinium conidia*.

Morphotype 3 : la spore est sphérique de couleur 0%Cyan/ 0% Magenta/ 20% Yellow/ 0%Black et de diamètre 100 µm. La paroi est lisse. La spore est pourvue d'un hyphe suspenseur (Fig. 34). Cette spore appartiendrait à *Archaeospora ecuadoriana*.

Morphotype 4 : la spore est ovale de couleur 60% Cyan/ 80% Magenta/ 100% Yellow/ 10% Black et de diamètre 2 μm . La paroi est lisse. La spore est dépourvue d'un hyphes suspenseur (Fig. 34).

Cette spore appartiendrait à *Glomus mossae*.

Morphotype 5 : la spore est sphérique de couleur 60% Cyan/ 80% Magenta/ 100% Yellow/ 0% Black et de diamètre 50 μm . La paroi est lisse. La spore est dépourvue d'un hyphes suspenseur (Fig. 34). Cette spore appartiendrait à *Glomus sp*

Morphotype 6 : la spore est sphérique de couleur 0% Cyan/ 0% Magenta/ 20% Yellow/ 0% Black et de diamètre 2 μm . La paroi est lisse. La spore est dépourvue d'un hyphes suspenseur (Fig. 34). Cette spore appartiendrait à *Acaulospora delicata*.

Morphotype 7 : la spore est sphérique de couleur noir et de diamètre 200 μm . La paroi est lisse. La spore est dépourvue d'un hyphes suspenseur (Fig. 34). Cette spore appartiendrait à *Gigaspora sp.1*.

Morphotype 8 : la spore est sphérique de couleur 0% Cyan/ 0% Magenta/ 20% Yellow/ 0% Black et de diamètre 200 μm . La paroi est lisse. La spore est dépourvue d'un hyphes suspenseur (Fig. 34). Cette spore appartiendrait à : *Gigaspora sp.2*.

Morphotype 9 : la spore est ovale de couleur 10% Cyan/ 0% Magenta/ 20% Yellow/ 0% Black et de diamètre 250 μm . La paroi est lisse. La spore est dépourvue d'un hyphes suspenseur (Fig. 34). Cette spore appartiendrait à *Morchella exuberans*.

Morphotype 10 : la spore est sphérique de couleur 20% Cyan/ 20% Magenta/ 20% Yellow/ 0% Black et de diamètre 2 μm . La paroi est lisse. La spore est dépourvue d'un hyphes suspenseur (Fig. 34). Cette spore appartiendrait à *Glomus sp.2*.

Morphotype 11 : la spore est ovale de couleur 40% Cyan/ 60% Magenta/ 70% Yellow/ 10% Black et de diamètre 50 μm . La paroi est lisse. La spore est dépourvue d'un hyphes suspenseur (Fig. 34) Cette spore appartiendrait à *Acaulospora sp.1*.

Morphotype 12 : la spore est sphérique de couleur 0% Cyan/ 10% Magenta/ 60% Yellow/ 0% Black et de diamètre 150 μm . La paroi est lisse. La spore est dépourvue d'un hyphes suspenseur (Fig. 34). Cette spore appartiendrait à *Acaulospora sp.2*.

Morphotype 13 : la spore est demi sphérique de couleur noir et de diamètre 2mm. La paroi est lisse. La spore est dépourvue d'un hyphe suspenseur (Fig. 34). Cette spore appartiendrait à *Gigaspora sp.3*.

Morphotype 14 : la spore est sphérique de couleur 10% Cyan/ 0% Magenta/ 40% Yellow/ 0% Black et de diamètre 2 mm La paroi est lisse. La spore est pourvue d'un hyphe suspenseur (Fig. 34). Cette spore appartiendrait à *Glomus sp.3*.

Morphotype 15 : la spore est sphérique de couleur 10% Cyan/ 0% Magenta/ 0% Yellow/ 20% Black et de diamètre 2 mm La paroi est lisse. La spore est dépourvue d'un hyphe suspenseur (Fig. 34). Cette spore appartiendrait à *Glomus sp.4*.

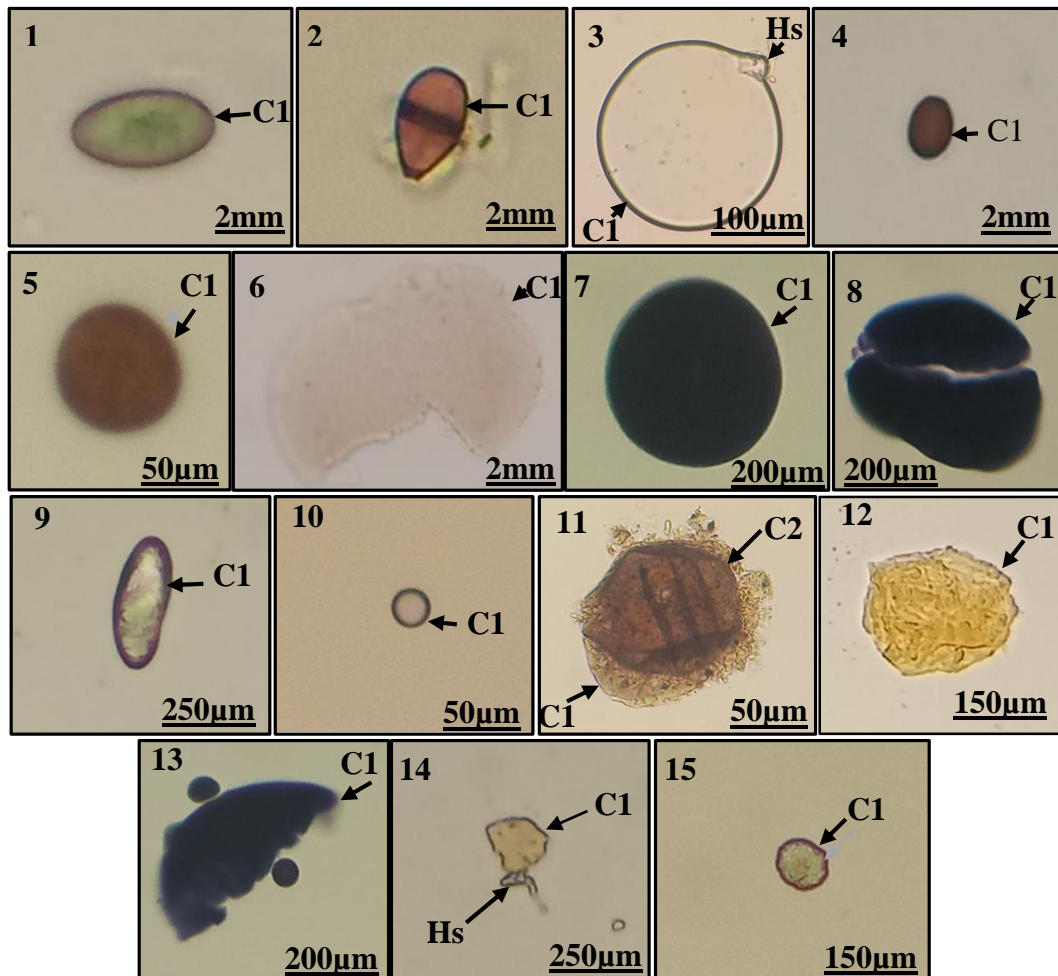


Figure 34 : Les différentes morphotypes observée dans les échantillons de sol de Chréa.

(1) : *Morchella vulgaris* (G×40) ; (2) : *Polythrincium conidia* (G×40) ; (3) : *Archaeospora ecuadoriana* (G×40) ; (4) : *Glomus mossae* (G×40) ; (5) : *Glomus sp.1.* (G×40) ; (6) : *Acaulospora delicata* (G×40) ; (7) : *Gigaspora sp.1.* (G×40) ; (8) : *Gigaspora sp.2.* (G×40) ; (9) : *Morchella exuberans* (G×40) ; (10) : *Glomus sp.2.* (G×40) ; (11) : *Acaulospora sp.1.* (G×40) ; (12) : *Acaulospora sp.2.* (G×40) ; (13) : *Gigaspora sp.3.* (G×40) ; (14) : *Glomus sp.3.* (G×40) ; (15) : *Glomus sp.4.* (G×40).

IV-4- Quantification des spores des différents sols

Le nombre de spores observées sont représentés dans la Figure 35.

Les spores recueillis dans les fraction (2mm, 250µm et 200µm) sont les plus abondantes dans tous les sols.

Le nombre de spores trouvés dans le sol prélevé à la fontaine des Ifs est plus riche en spores que celui prélevé à chréa.

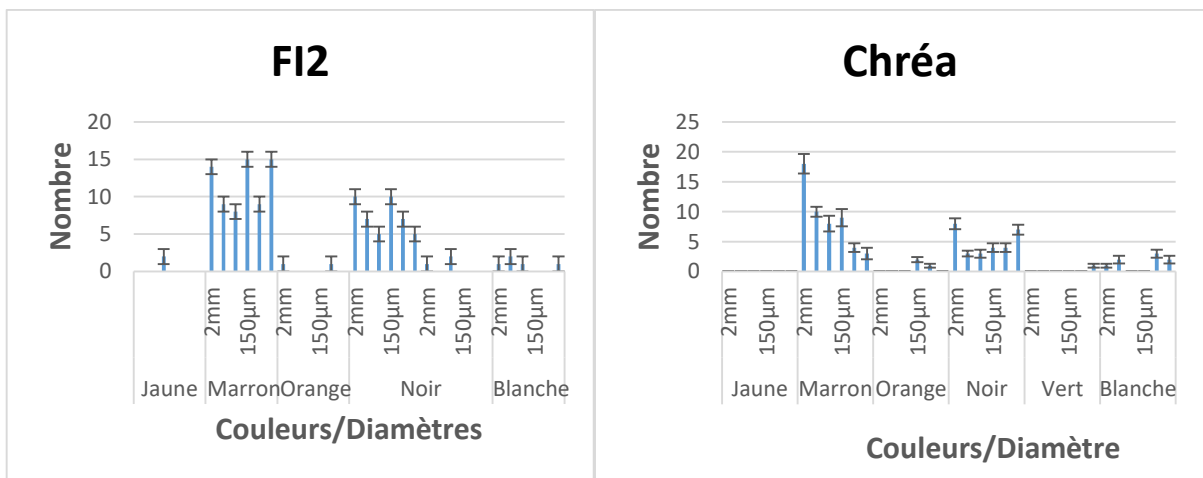
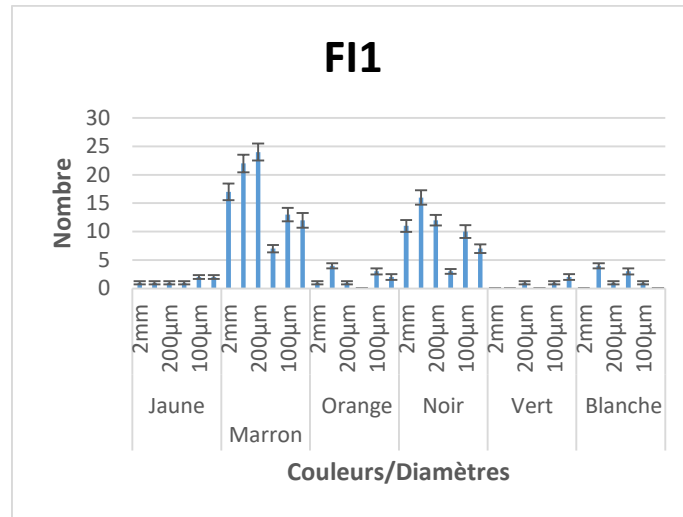


Figure 35 : Nombre des différents morphotypes sporales dans les deux stations.

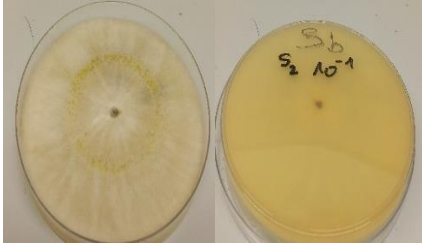
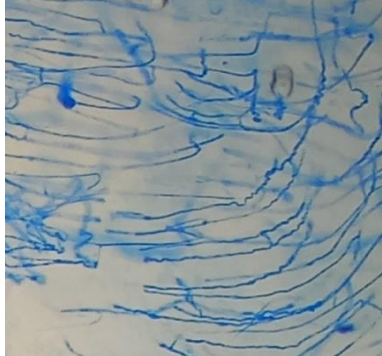
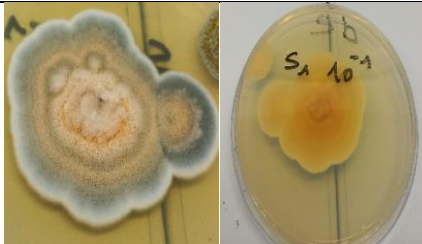
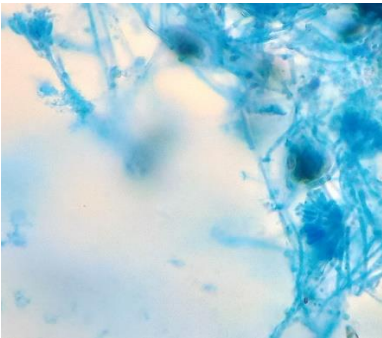
IV-5-Analyse statistique




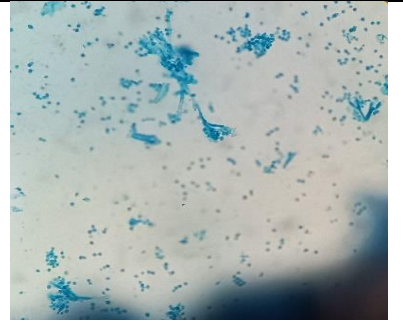
Les résultats de l'analyse statistique des spores révèlent qu'il n'y a aucune différence significative entre les deux stations (Annexe 12).




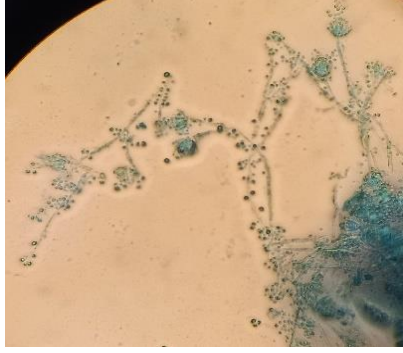


V- Etude qualitative et quantitative des champignons des sols de la fontaine des Ifs



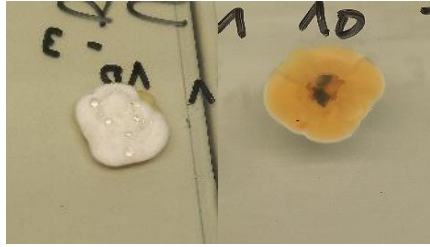
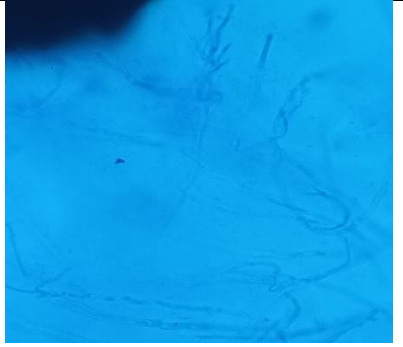
L'observation au microscope des cultures obtenues à partir des échantillons de sol prélevés autour des arbres de *Taxus baccata* à la fontaine des Ifs a permis l'identification de divers champignons, comme indiqué dans le tableau 5 :

Tableau 5 : tableau présentant une variété de champignons trouvés dans le sol de *Taxus baccata*.

Caractéristiques macroscopiques			Caractéristiques microscopiques	
Souches	Critères	Figures	Hyphes	Figures
SP1	colonie poudreuse blanche avec des spores noirs ; mycélium beige ; avec un revers beige.	 <p><i>Trichoderma sp.</i></p>	Hyphes septés.	
SP2	colonie marron irrégulière, poudreuse ; avec un contour vert. spore marron ; mycélium	 <p><i>Scopulariopsis sp.</i></p>	Hyphes non septés.	

	blanc avec un revers jaune.			
SP3	<p>Grande Colonie cotonneuse blanche avec des gouttelettes mielleuse orange ; spore vert clair ; mycélium blanc ; contour irrégulier avec un revers marron foncé.</p>	 <p><i>Trichoderma sp.</i></p>	<p>Hyphes non septés.</p>	
SP4	<p>Colonie moyenne poudreuse vert foncé ; spore vert ; mycélium blanc ronde ; avec un</p>	 <p><i>Cladosporium sp.</i></p>	<p>Hyphes non septés.</p>	

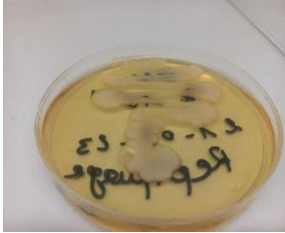
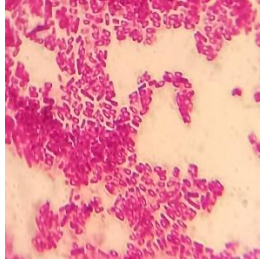
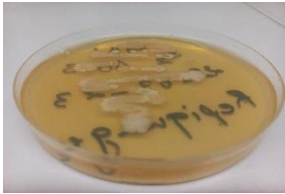
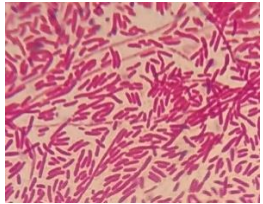

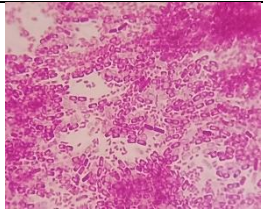
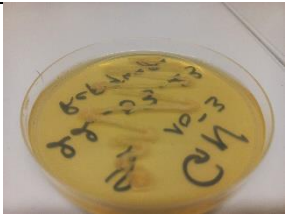
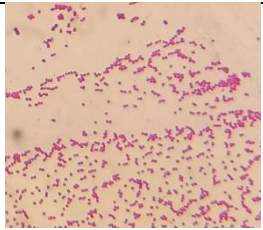
	revers jaune.			
SP5	<p>colonie poudreuse blanche avec des gouttelettes d'eau transparentes ; spore blanche ; mycélium blanc avec un revers marron clair.</p>	 <p><i>Trichoderma sp.</i></p>	<p>Hyphes non septés.</p>	
SP6	<p>Colonie moyenne poudreuse grise ; spore gris ; mycélium transparent ; contour irrégulier ave c un revers beige.</p>	 <p><i>Penicillium sp.</i></p>	<p>Présence de cloisons dans les hyphes avec une structure pinceau</p>	
SP7	<p>Colonie grise duveteuse ; spore vert clair ; mycélium blanc ; contour</p>	 <p><i>Penicillium sp.</i></p>	<p>Présence de cloisons dans les hyphes avec une structure</p>	


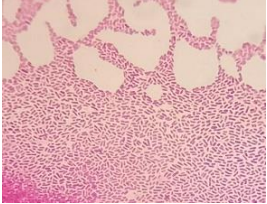

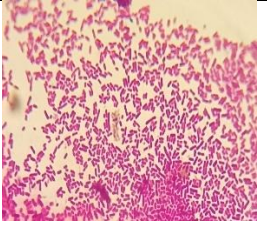

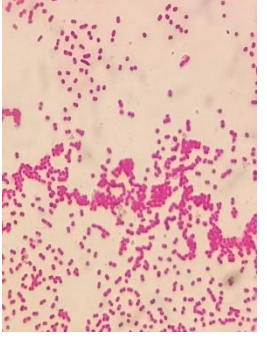

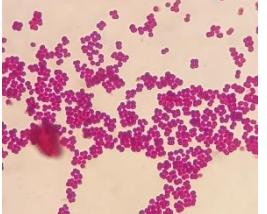



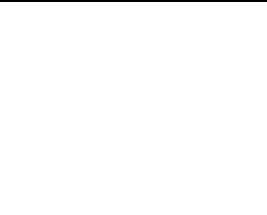
	irrégulier avec un revers marron foncé.		pinceau.	
SP8	Colonie poudreuse beige ; spore noir ; mycélium blanc contour irrégulier avec un revers marron foncé.	 <p><i>Aureobasidium pullulans.</i></p>	Hyphes remplie des spores.	
SP9	colonie cotonneuse blanche avec des gouttelettes d'eau ; spore blanche ; mycélium blanc avec contour irrégulier et un revers marron claire.	 <p><i>Onychocola canadensis.</i></p>	Hyphes non septés.	

VI- Etude qualitative et quantitative des bactéries des sols de la fontaine des Ifs

L'observation microscopique des cultures réalisées à partir des échantillons de sol prélevée autour des arbres du *Taxus baccata* dans la fontaine des Ifs. Différentes souches bactériennes ont été identifiées dans le tableau 6 :

Tableau 6 : tableau présentant une variété de bactéries trouvées dans le sol de *Taxus baccata*.

La souche	Caractéristiques macroscopiques	Figure	Caractéristiques microscopiques	Figure
<i>Bacillus Sp1</i>	Grandes colonies grise ; lisses aplaties avec un contour irrégulier.		Bacille Gram+	
<i>Pseudomonas Sp</i>	Colonies moyenne blanche ; lisses aplaties avec un contour irrégulier. Avec odeur particulière		Bacille Gram- Coccobacilles Diplobacille	
<i>Bacillus Sp2</i>	Grandes colonies grise ; lisse aplaties avec un contour irrégulier.		Bacille Gram+	
<i>Bacillus Sp3</i>	Colonie moyenne blanche ; lisse bombé avec un contour régulier.		Bacille Gram+ en Palissade	

<p><i>Staphylococcus Sp</i></p>	<p>Très petites colonies blanches ronde avec un contour régulier.</p>		<p>Cocci Gram+</p>	
<p><i>Sp1</i></p>	<p>Colonie moyenne jaune ; lisse aplatie avec un contour irrégulier.</p>		<p>Bacille Gram- Diplobacille coccobacilles</p>	
<p><i>Sp2</i></p>	<p>Petite colonies grise ronde ; lisses bombé avec un contour régulier.</p>		<p>Bacille Gram+</p>	
<p><i>Sarcina Sp1</i></p>	<p>colonies blanches ronde ; lisses aplaties avec un contour régulier.</p>		<p>Cocci Gram+ Diplocoques.</p>	
<p><i>Sarcina Sp2</i></p>	<p>Colonie moyenne ronde ; lisse avec un contour régulier.</p>		<p>Cocci Gram+ en amas</p>	
<p><i>Neisseria</i></p>	<p>Colonie moyenne grise lisse avec un contour irrégulier.</p>		<p>Cocci Gram-</p>	

VII-Discussion

L'étude microbiologique des sols rhizosphériques de *Taxus baccata* a révélé une diversité de la microflore tellurique. Nous avons identifié différentes spores, des champignons et des bactéries.

Les spores ont été identifiées en se basant sur plusieurs caractéristiques morphologiques clés, notamment la couleur, la taille, la forme et les hyphes étendues. Ces critères de classification ont permis d'attribuer des identités spécifiques aux différents morphotypes de spores. Les principaux morphotypes que nous avons identifiés appartiennent à : *Archaeosporites rhyniensis* gen ; *Gigaspora margarita* ; *Acaulospora* sp ; *Glomus* sp ; *Gigaspora* sp ; *Entrophospora colombiana* ; *Gigaspora dentiscutata ruba* ; *Alternaria elegans* ; *Septoglomus constrictum* ; *Morchella deliciosa* ; *Morchella vulgaris* ; *Morchella exuberans* ; *PolyThrincium conidia* ; *Archaeospora ecuadoriana* ; *Acaulospora delicata* ; *Morchella exuberans*. Certains morphotypes sont communs aux deux stations ; ce sont les spores qui appartiennent aux genres *Gigaspora*, *Glomus*, *Acaulospora*, *Morchella* et *PolyThrincium conidia*. En termes de dominance ; *Gigaspora* représente le genre le plus répandu avec un nombre très élevé par rapport aux autres genres, suivies par les genres *Glomus*, *Acaulospora* ; *Morchella* ; *PolyThrincium conidia* ; *Entrophospora colombiana* ; *Septoglomus constrictum* ; *Archaeospora ecuadoriana* ; *Archaeosporites rhyniensis* gen ; *Alternaria elegans*. En effet les spores extraites des trois sols étudiés des deux stations, la fontaine des ifs (FI1 et FI2) et Chréa sont principalement de grande taille, avec un diamètre compris entre 2 mm, 250 et 200 μ m.

Nous avons trouvé 22 morphotypes dans les sols prélevés à la fontaine des Ifs. Harchaoui (2017) quant à elle, a dénombré 5 morphotypes en 2013, et 13 morphotypes en 2015 au niveau du sol sous If dans la même station. Les morphotypes *Gigaspora*, *Glomus*, *Acaulospora* et *Entrophospora colombiana* ont été observés aussi bien dans notre étude et celle de Harchaoui (2017)

Nous avons également trouvé 15 morphotypes dans le sol Chréa. Par contre Kebti (2019) a dénombrée 12 morphotypes avec un morphotype commun qui appartient au genre *Glomus*. Nos résultats montrent une présence d'une différence quantitative et qualitative de la richesse sporale sous If à la fontaine des Ifs et à chréa au cours du temps. Ceci rejoint les travaux de (Brundrett *et al.* 1994) qui rapportent que la production de spore AM (Mycorhizes à Arbuscules) peut changer d'une année à une autre. De même plusieurs auteurs (Van der

Heijden et Vosatka, 1999 ; Kennedy *et al.*, 2002 ; Bohrer *et al.*, 2004) ont montré que la composition de la communauté AM du sol varie dans le temps et dans l'espace.

L'observation microscopique des cultures a permis d'identifier les espèces fongiques suivantes : *Trichoderma sp*, *Penicillium sp*, *Cladosporium sp*, *Scopulariopsis sp*, *Aureobasidium pullulans* et *Onychocola canadensis*.

L'abondance des *Trichoderma sp* dans les écosystèmes est due à leur capacité à produire diverses substances bioactives et des enzymes. Ils sont de ce fait un maillon important dans les chaînes biologiques (Widden et Abitrol, 1980 ; Vining, 1990 ; Kubicek *et al.*, 2003). Grâce à sa grande capacité d'adaptation aux différentes conditions climatiques, le genre *Trichoderma* est très répandu dans la nature, aussi bien en milieu terrestre que marin (Roquebert, 1996 ; Esposito et Silva, 1998). *Penicillium sp* peuvent contribuer à la solubilisation du phosphate tricalcique et augmenter son absorption par la plante (Wahid et Mehana 2000). *Cladosporium sp* sont dotés d'une bonne activité insecticide contre les pathogènes. Selon Eparvier *et al.* (1991), les champignons filamenteux telluriques peuvent avoir un rôle dans le biocontrôle et protéger les plantes des microorganismes pathogènes.

En ce qui concerne l'étude des bactéries présentes dans la rhizosphère sous If de la station de la fontaine des Ifs, l'observations des cultures a permis de constater une diversité significative de souches bactériennes à Gram négatif et Gram positif. Ces bactéries se présentent sous différentes formes, telles que des bacilles, des coccobacilles, des coques et des Cocci. Nous avons réussi à isoler 10 genres de bactéries rhizosphériques, dont 8 ont été identifiés comme appartenant aux genres suivants : *Bacillus sp1*, *Bacillus sp2*, *Bacillus sp3*, *Pseudomonas sp*, *Staphylocoque sp*, *Sarcina sp1*, *Sarcina sp2* et *Neisseria*. Il est intéressant de noter que certains des genres que nous avons isolés dans la rhizosphère du *Taxus baccata* à la fontaine des Ifs ont également été retrouvés dans la rhizosphère du *Zizyphus lotus* de la région Mghila-Tiaret, notamment les genres *Bacillus*, *Pseudomonas* et *Staphylocoque*. Cette étude a été menée par Safa et Yanallah (2021).

Conclusion générale

L'étude du cortège mycorhizien de de *Taxus baccata* dans les deux stations, FI 1 et 2, et Chréa a montré la présence effective des ectomycorhizes, qui s'est révélée très diversifiée d'un point de vu morphotypique. 47 morphotypes ont été observés pour l'ensemble des arbres des deux stations. Nous avons également mentionné l'existence de différentes structures endomycorhiziennes. En effet ces structures semblent les mêmes pour les deux stations : des arbuscules formés par des hyphes, des vésicules ovales et rondes, des peletons formés par l'enroulement des gros hyphes, des spores. Des endophytes à hyphes cloisonnés de couleur marron ont été aussi observés.

Cette coexistence des deux types de symbiose mycorhizienne aurait pour but d'augmenter l'effet bénéfique pour la plante dans un sol pauvre en P et en N et ayant subi de longues période de sècheresse. Cette union durable est basée essentiellement sur des échanges réciproques entre les deux partenaires.

Au niveau de la fontaine des Ifs et à Chréa, L'étude de la microflore a montré la présence de divers morphotypes des spores. Les spores remplissent des fonctions de dispersion tout en étant des structures permettant d'identifier morphologiquement les champignons symbiotiques. Ces spores présentent une grande diversité en termes de taille, de couleur et de forme, ce qui indique la diversité des genres. 09 genres de champignons mycorhiziens et 08 genres de bactéries ont été identifiés dans la rhizosphère de l'If de la fontaine des Ifs (Akfadou).

Il serait intéressant de multiplier les stations d'échantillonnage durant différentes périodes de l'année, afin de déterminer l'effet des conditions climatiques et écologiques sur la mycorhization de cette espèce. Il serait aussi intéressant de compléter cette étude par une identification moléculaire des partenaires fongiques et de leur microflore associée.

Références bibliographiques

- Abdellatif N., Aizer N., Saidi F et Chaouia C. 2018.** Production de taxol à partir des cals de l'if commun (*Taxus baccata L.*) *Revue Agrobiologia*. 8(2) : 1125-1131.
- Abdellatif N., Aizer N., Saidi F et Chaouia C. 2020.** Induction des bourgeons de l'if commun : *Taxus baccata L.* *Revue Agrobiologia*. 10(1): 1883-96.
- Abuzinadah R.A et Read D.J. 1986.** The role of proteins in the nitrogen nutrition of ectomycorrhizal plants. III. Protein utilization by *Betula*, *Picea* and *Pinus* in mycorrhizal association with *Hebeloma crustuliniforme*. *New Phytologist*, 507-514.
- Afect 1999.** (Association Française des Enseignants de Chimie Thérapeutique). Principaux antifongiques et antiparasitaires. Tome 1 : Antifongiques. Paris : Editions Médicales Internationales. 174 p. (Traité de chimie thérapeutique, volume 5).
- Agerer R et Rambold G. 2004–2016.** [First posted on 2004-06-01; most recent update: 2011-01-10]. DEEMY – An Information System for Characterization and Determination of Ectomycorrhizae. www.deemy.de – München, Germany.
- Agerer R. 2001.** Exploitation types of ectomycorrhizae. *Mycorrhiza*. Jun 1 ;11(2) :107-14.
- Amutha K et Shamini S. 2015.** Studies on Identification of AMF- Morphological and DNA Fingerprinting Technique. Vol. 5, No.1, pp 1986-1990.
- Ashrafuzzaman M., Hossen F.A., Ismail M.R., Hoque A., Islam M.Z., Shahidullah S.M et Meon S. 2009.** Efficiency of plant growth-promoting rhizobacteria (PGPR) for the enhancement of rice growth. *African Journal of Biotechnology* 8 (7).
- Bà A., Duponnois R., Diabaté M et Dreyfus B. 2011.** Les champignons ectomycorhiziens des arbres forestiers en Afrique de l'ouest. Institut de recherche pour le développement, IRD Edition. 252p.
- Badri D.V., Weir T.L., Van der L.D. and Vivanco J.M. 2009.** Rhizosphere chemical dialogues : plant-microbe interactions. *Current opinion in biotechnology*, 20 : 642-50.
- Beauchamp C.J. 1993.** Mode d'action des rhizobactéries favorisant la croissance des plantes et potentiel de leur utilisation comme agent de lutte biologique. Société de protection des plantes du Québec (SPPQ) 1.

- Beauchamp C.J. 1993.** Mode d'action des rhizobactéries favorisant la croissance des plantes et potentiel de leur utilisation comme agent de lutte biologique. *Phytoprotection*, 74 (1) 19-27.
- Berendsen R.L., Pieters C.M.J. and Bakker P.A.H.M. 2012.** The rhizosphere microbiome and plant health. *Trends in plant science*, P 19.
- Bohrer K.E., Friese C.F et Amon J.P. 2004.** Seasonal dynamics of arbuscular mycorrhizal fungi in differing wetland habitats. *Mycorrhiza*, 14 : 329-337.
- Boullard B. 1968.** Les mycorhizes : Monographie et Biologie végétale. Ed *Masson et Cie*, Paris. 135p.
- Bournine-Harchaoui C. 2017.** La double symbiose mycorhizienne chez deux espèces forestières, *Taxus baccata L.* et *Populus nigra L.*, situées dans la région de Tizi-Ouzou (Tikjda, Akfadou et Ait zikki). Thèse de doctorat. Université Mouloud Mammeri Tizi-Ouzou.
- Bousseboua H. 2002.** Elément de Microbiologie générale. Université Mentouri Constantine.
- Brock T.D., Madigan M.T., Martinko J.M et Parker J. 1994.** *Biology of Microorganisms* Prentice-Hall Inc., New Jersey, 7e edition.
- Brundett M.C., Melville L et Peterson R.L. 1994.** Practical methods in mycorrhiza research. Mycological publication, Waterloo, Canada, 161 p.
- Buée M., Rossignol M., Jauneau A., Ranjeva R et Bécard G. 2000.** The pre-symbiotic growth of arbuscular mycorrhizal fungi is induced by a branching factor partially purified from plant root exudates. *Molecular Plant-Microbe Interactions*, 13 : 693-698.
- Castric P.A. 1977.** Glycine metabolism by *Pseudomonas aeruginosa*: hydrogen cyanide biosynthesis. *Journal of Bacteriology*, 130 (2) 826-831.
- Clowez P et Moreau P.A. 2018.** Les spores de morilles en microscopie optique, 21-267.
- Culling K.W. 1996.** Single phylogenetic origin of ericoid mycorrhizae within the Ericaceae. Conservation Genetic Lab, Department of Biology, San Francisco State University, San Francisco, CA 94132, U.S.A.
- Dearnaley J.W.D., Martos F and Selosse M.A. 2012.** Orchid mycorrhizas: molecular ecology, physiology, evolution and conservation aspects. In *Fungal Associations*, B. Hock, ed. (Springer, Berlin, Heidelberg), pp. 207-230.

- Dearnaley J.W.D., Perotto S et Selosse M.A. 2016.** Structure and development of orchid mycorrhizas, in F. Martin (ed) Molecular mycorrhizal symbiosis, p.63-86. Wiley-Blackwell, Hoboken, New Jersey.
- Delahunty J.L. 2002.** Religion, war, and changing lands capes: An historical and ecological account of the yew tree (*Taxus baccata L.*) in Ireland. Doct, University of Florida. 213p.
- Dey R., Pal K.K., Bhatt D.M and Chauhan S.M. 2004.** Growth promotion and yield enhancement of peanut (*Arachis hypogaea L.*) by application of plant growth-promoting rhizobacteria. Microbiol. Res, 159 :371-394.
- Doufene R. 2018.** Approche descriptive et quantitative de la communauté ectomycorhizienne de trois populations de *Taxus baccata* cas des populations : Akfadou, Chréa, Tikjda. Mémoire de fin d'étude. Université Mouloud Mammeri Tizi-Ouzou.
- Drénou C., Bonneau M., Charnet F., Guiziat P., Frochot H., Garbay J., Girard S., Larrieu L., Levy G., Marcais Moore W et Rossignol J.P. 2006.** Les racines. Face cachée des arbres. Institut pour le développement forestier CNPPF. 335p.
- Droque B., Doré H., Borland S., Wisniewski D.F et Prigent C.C. 2012.** Which specificity in cooperation between phyto-stimulating rhizobacteria and plants? ResMicrobiol, 163 :500–10.
- Eparvier A., Lemanceau P et Alabouvette C. 1991.** Population dynamics of non-pathogenic *Fusarium* and fluorescent *Pseudomonas* strains in rockwool, a substratum for soil less culture. FEMS Microbiol Ecol, 86: 177-184.
- Esposito E and Silva M. 1998.** Systematics and environmental application of genus *Trichoderma*. 1998. Crit. Rev. Microbiol, 24(2) : 89-98.
- Fernando W.D., Nakkeeran S et Zhang Y. 2005.** Biosynthesis of antibiotics by PGPR and its relation in biocontrol of plant diseases. In PGPR: Biocontrol and Biofertilization, Springer Netherlands, 67-109.
- Fortin-Gagnon, O.L.V.I.E.R. 2016.** L'INCERTITUDE MACROECONOMIQUE AU CANADA ET AU QUEBEC.
- Garbaye J. 2013.** La symbiose mycorhizienne : une association entre les plantes et les champignons, Editions Quae, 280p.

- Glick B.R. 1995.** The enhancement of plant growth by free-living bacteria. *Can. J. Microbiol*, 41: 109–117.
- Glick B.R.** The enhancement of plant growth by free-living bacteria. *Canadian journal of microbiology*, 41 (2) 109-117.
- Glick B.R., Pentose D.M et Li J. 1998.** A model for the lowering of plant ethylene concentrations by plant growth-promoting bacteria. *Journal of theoretical biology*, 190 (1) 63-68.
- Gobat J.M., Aragno M et Matthey. W. 2010.** *Le sol vivant : bases de pédologie, biologie des sols.* Editions PPUR Presses Polytechniques, Amazon France, 817p.
- Hamidouche C., Bouahmed A., Vessela F., Karouchi F et Derriji A. 2014.** Geographic distribution and *morphological variation of Taxus baccata in Algeria*. In : Pietzarka U. (ed.), *Der Eibenfreunde* 20/2014, pp 39-52. ISBN 978-3-86780-397-7.
- Harley J.L. et Smith S.E. 1983.** *Mycorrhizal symbiosis.* Academic Press, London, U.K.
- Harper C.J., Walker C., Andrew B., Schwendemann., Kerp H and Krings M. 2020.** *Archaeosporites rhyniensis* gen. Et sp. nov. (Glomeromycota, Archaeosporaceae) from the Lower Devonian Rhynie chert: a fungal lineage morphologically unchanged for more than 400 million years, 126: 915–928.
- Hejnowicz A. 1978.** Anatomy, embryology and karyology. *The yew-Taxus baccata L.* (eds S. Bartkowiak, W. Bagala, A. Czaniawski), pp. 33-54. Foreign Scientific Publications, Department of the National Center for Scientific and Technical, and Economic Information (for the Department of Agriculture and the National Science Fondation. Washington, DC), Warsaw, Poland.
- Herman M.A.B., Nault B.A., Smart C.D. 2008.** Effects of plant growth-promoting rhizobacteria on bell pepper production and green peach aphid infestations in New York. *Crop. Protect*, 27: 996-1002.
- INVAM** (International Culture Collection of Arbuscular and Vesicular-Arbuscular Mycorrhizal Fungi) http://invam.caf.wvu.edu/Myc_Info/Taxonomy/species.htm.

- Javot H., Penmetsa R.V., Terzagui N., Cook D.R. et Harrison M.J. 2007.** A *Medicago truncatula* phosphate transporter indispensable for the arbuscular mycorrhizal symbiosis. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 104 :1720-1725.
- Kadi-Bennane S. 2016.** Les ectomycorhizes du chêne liège : Effet des facteurs environnementaux. Thèse de doctorat. Université Mouloud Mammeri Tizi-Ouzou.
- Kebti H. 2019.** Contribution à l'étude du statut endomycorhizien de *Taxus baccata L.* dans trois stations du centre Algérien : cas de l'Akfadou, Chréa, et Tikjda. Mémoire de fin d'étude. Université Mouloud Mammeri Tizi-Ouzou.
- Kennedy L.J., Tiller R.L et Stutz J.C. 2002.** Associations between arbuscular mycorrhizal fungi and *Sporobolus wrightii* in riparian habitats in arid south-western North America. *Journal of Arid Environments*, 50: 459-475.
- Klopper J.W et Beauchamp C.J. 1992.** A review of issues related to measuring colonization of plant roots by bacteria. *Canadian Journal of Microbiology*, 38 1219-1232.
- Klopper J.W et Schroth M.N. 1978.** Plant growth-promoting rhizobacteria on radishes. In *Proceedings of the 4th international conference on plant pathogenic bacteria*, 2. 879-882.
- Klopper J.W., Lifshitz R. et Zablotowicz R.M. 1989.** Free-living bacterial inocula for enhancing crop productivity. *Trends Biotechnol*, 7 : 39-44.
- Kubicek C.P., Bissett J., Druzhinina I., Kullinig G.C and Szakacs G. 2003.** Genetic and metabolic diversity of *Trichoderma* sp.; a case study on south-east asian isolates. *Fungal Genet. Biol*, 38 (3): 310-319.
- L'Huillier L., Jaffré T. et Wulff A. 2010.** Mines et environnement en Nouvelle-Calédonie : les milieux sur substrats ultramafiques et leur restauration. Editions IAC, Nouméa, Nouvelle-Calédonie, 412p.
- Lallemand F. 2018.** Evolution des interactions mycorhiziennes et de la mycohétérotrophie chez les orchidées. Thèse de doctorat. Ecole Doctorale Sciences de la Nature et de l'Homme-Ed 227. France.
- Loper J.E et Schroth M.N. 1986.** Influence of bacterial sources of indole-3-acetic acid on root elongation of sugar beet. *Phytopathology*, 76 (4) 386-389.

- Loper J.E. and Schroth M.N. 1986.** Influence of bacterial sources of indole-3-acetic acid on root elongation of sugar beet. *Phytopathology*, 76 :386–389.
- Lounes-Hadj Sahraoui A. 2013.** La Mycorhize à arbuscules : quels bénéfices pour l'Homme et son environnement dans un contexte de développement durable ? Thèse de doctorat. Université Lille Nord de France.
- Malloche. 1997.** La détermination des moisissures (Deutréromycètes). Department of Botany, university of Toronto.
- Martin L. et Thiébault S. 2010.** L'if (*Taxus baccata L.*) : histoire et usage d'un arbre durant la préhistoire récente. L'exemple du domaine alpin et circum-alpin. *Anthropobotanica*, 1, 20.
- Martos F. 2010.** Structuration écologique et évolutive des symbioses mycorhiziennes des orchidées tropicales. Thèse de doctorat. Université de la Réunion-Ecole doctorale Sciences Technologie Santé-Faculté des Sciences et des Technologies.
- Marx D.H. 1973.** Mycorrhizae and feeder root diseases. In: Ectomycorrhizae: Their Ecology and Physiology (eds G.C. Marks and T.T. Kozlowski). Academic Press, New York, USA. pp. 351-382.
- Messaoudène M. 1989.** Etude dendroécologique et productivité de *Q. canariensis* Willd. Et de *Q. afares* Pomel dans les massifs de l'Akfadou et de Beni-Ghobri en Algérie. Thèse de doctorat en sciences. Université Aix-Marseille III, 124p.
- Moir A.K. 1999.** The dendrochronological potential of modern yew (*Taxus baccata L.*) with special reference to yew from Hampton Court Palace, UK. *New Phytologist*, 144, 479-488.
- Mora R.R et Amann R. 2001.** « The species concept for prokaryotes, FEMS Microbiol ». Rev N°25, pp.39.67.
- Mullen R.B., Schmidt S.K et Jaeger C.H. 1998.** Nitrogen uptake during snow melt by the snow buttercup, *Ranunculus adoneus*. *Arctic and Alpine Research* 30 : 121–125.
- Nouaim R. et Chaussod R. 1996.** Rôle des mycorhizes dans l'alimentation hydrique et minérale des plantes, notamment des ligneux de zones arides. *La mycorhization des plantes forestières en milieu aride et semi-aride et la lutte contre la désertification dans le bassin méditerranéen*. Zaragoza : CIHEAM, 1996. pp. 9 (Cahiers Options Méditerranéennes ; n. 20)

- Patten C.L et Glick B.R. 1996.** Bacterial biosynthesis of indole-3-acetic acid. Canadian journal of microbiology, 42 (3) 207-220.
- Pérez M.F., Alías V.C., Bellogín R.A., Cerro D.P., Espuny I.M.R., Guerrero J.F.J., López B.F.J et Ollero T.C. 2014.** Plant growth promotion in cereal and leguminous agricultural important plants: From microorganism capacities to crop production. Universidad de Sevilla, Avda. Reina Mercedes, 6, 41012 Sevilla, Spain, 169: 325–336.
- Peterson R.L., Massicotte H.B et Melville L.H. 2004.** Mycorrhizas: anatomy and cell biology. CABI publishing. 182p.
- Phillips J.M et Hayman D.S. 1970.** Improved procedures for clearing roots and staining parasitic and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. Transactions of the British Mycological Society 55(1):158-161.
- Pioversan G., Presutti Saba E., Biondi F., Alessandrini A., Di Filippo A et Schirone B. 2009.** Population ecology of yew (*Taxus baccata L.*) in the central Apennines: spatial patterns and their relevance for conservation strategies. Plant Ecology, 205, 23-46.
- Rameau J.C., Mansion D et Dumé G. 1993.** Flore forestière française-guide écologique illustré-tome 2 : montagnes Institut pour le Développement Forestier. Paris, FR: 366.
- Read D.J. 1991.** Mycorrhizas in ecosystems. Experientia, 47: 376-391.
- Richardson A.E., Barea J.M., Mcneill A.M et Prigent-Combaret C. 2009.** Acquisition of phosphorus and nitrogen in the rhizosphere and plant growth promotion by microorganisms. Plant and soil, 321 (1-2) 305-339.
- Roquebert M.F. 1996.** Interactions antagonistes des Trichoderma sp. Dans les systèmes telluriques : systématique biologie et écologie des organismes. Compte-rendu des 4 emes rencontres en toxicologie, paris, 13-15.
- Safa K et Yanallah R. 2021.** Isolement et caractérisation des nouvelles souches PGPR et étude de leurs effets sur les teneurs en métabolites secondaires chez *Ziziphus lotus*. Université Ibn Khaldoun-Tiaret. 50p.
- Scattolin M. 2020.** La phytostabilisation des laitiers d'acier : Rôle du pH, des champignons mycorrhiziens et des bactéries rhizosphériques. Thèse de doctorat. Ecole des Mines de Saint-Etienne.

- Sindhu S.S., Rakshiya Y et Sahu G. 2009.** Biological control of soilborne pathogens with rhizosphere bacteria. *Pest Technol*, 3: 10-21.
- Smith S.E et Read D. 2008.** Mycorrhizal symbiosis, third ed. Academic Press, New York.
- Smith S.E et Read D.J. 1997.** Mycorrhizal symbiosis. Academic Press. San Diego, USA.
- Specht R.L. 1977.** Healthlands and related shrublands. *Edited by R.L Specht.* Elsevier Scientific Publishing Co., New York.
- Strullu D.G. 1991.** Les mycorhizes des arbres et plantes cultivées. Technique de documentation, Lavoisier, Paris, 250p.
- Sugny D. et Sanglier J.J. 2022.** DE L'IMPORTANCE VITALE DES MYCORHIZES DANS LA LUTTE CONTRE LE RÉCHAUFFEMENT CLIMATIQUE. Société d'Histoire Naturelle du Pays de Montbéliard. pp. 67.
- Suslow T.V., Schroth M.N. et Isaka M. 1982.** Application of a rapid method for Gram differentiation of plant pathogenic and saprophytic bacteria without staining. *Phytopathology*, 72, 917-918.
- Thomas P.A et Polwart A. 2003.** *Taxus baccata L.* *Journal of Ecology*, 91(3), 489-524.
- Trouvelot A., Kough J.L et Gianinazzi-Pearson V. 1986.** Mesure du taux de mycorhization VA d'un système racinaire. Recherche de methods d'estimation ayant une signification fonctionnelle. In: Gianinazzi-Pearson V, Gianinazzi S (eds) *Physiology and genetics aspects of mycorrhizae.* INRA, Paris, pp 217-221.
- Vallata P. 2009.** Intérêt pharmaceutique du genre *Taxus* et des Taxanes ; culture *in vitro* et dosage. Thèse de doctorat, Faculté de pharmacie, Université Henri Poincaré-Nancy 1, 106p.
- Van der Heijden E.W., Vosatka M. 1999.** A mycorrhizal association of *Salix repens*L. communities in succession of dune ecosystems. II. Mycorrhizal dynamics and interactions of ectomycorrhizal and arbuscular mycorrhizal fungi. *Canadian Journal of Botany*, 77 12, 1833–1841.
- Van Loon L.C. and Bakker P.A.H.M. 2005.** « Induced systemic resistance as a mechanism of disease suppression by Rhizobacteria » In: Siddiqui Z.A., ed. *PGPR: Biocontrol and biofertilization.* Dordrecht, the Netherlands: springer, pp.39.66.

- Verma J.P., Yadav J., Tiwari K.N., Lavakush et Singh V. 2010.** Impact of plant growth promoting rhizobacteria on crop production. *Int J Agric Res*, 5 :954–83.
- Verrière-Cuvillier A. 2001.** Place écologique de l'if (*Taxus baccata L.*) dans les communautés forestières du massif jurassien. Mémoire de DEA « Environnement, santé, société ». Université de Franche-Comté, Besançon.
- Vining I.C. 1990.** Fonctions of secondary metabolites, *Annu.Rev.Microbiol*, 44: 395-427.
- Wahid O.A.A et Mehana T.A. 2000.** Impact of phosphate-solubilizing fungi on the yield and phosphorus-uptake by wheat and fababean plants. *Microbiol Res*, 155: 221-227.
- Watkins N.K., Fitter A.H., Graves J.D et Robinson D. 1996.** Quantification using stable carbon isotopes of carbon transfer between C₃ and C₄ plantes linked by a common mycorrhizal network. *Soil biology & biochemistry*, 28 :471-477.
- Weller D.M. 1988.** Biological control of soilborne plant pathogens in the rhizosphere with bacteria. *Annu. Rev. Phytopathol*, 26: 379-407.
- Widden P and Abitbol J.J. 1980.** Seasonality of *Trichoderma* species in a spruce-forest soil. *Mycologia*, 72: 775-784.
- Wubet T., Weiß M., Kottke I et Oberwinkler F. 2003.** Morphology and molecular diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in wild and cultivated yew (*Taxus baccata*). *Can. J. Bot.* 81.
- Yang J., Kloepper J.W et Ryu C.M. 2009.** Rhizosphere bacteria help plants tolerate abiotic stress. *Trends Plant Sci*, 14:1–4.

Web références :

- Anonyme 1 : <https://planificateur.a-contresens.net/afrique/algerie/wilaya-de-blida/chrea/2501190.html#:~:text=Chrea>.
- Anonyme 2 : <https://www.quandpartirpour.fr/algerie/akfadou>.
- http://invam.caf.wvu.edu/Myc_Info/Taxonomy/species.htm.
- <https://www.meteoblue.com/fr/meteo/historyclimate/climatemodelled/akfadou>.
- <https://www.meteoblue.com/fr/meteo/historyclimate/climatemodelled/chrea>.

Annexes

Annexe 1 :

Préparation des milieux de culture (Gélose nutritive et Sabouraud) :

- Etape 1 : La désinfection du matériel utilisé (bouteilles, tubes à essai et embouts bleus et jaune).
- Etape 2 : Remplir les tubes à essai désinfectés avec 9 ml d'eau distillée et les bouteilles désinfectées avec 90 ml d'eau distillée.
- Etape 3 : Mettre les tubes et les bouteilles remplis dans l'autoclave pour stérilisation pendant 20 min.

▪ **Gélose nutritive :**

Constituants	Quantité
Peptone	5g
Extrait de viande	1g
Extrait de levure	2g
Chlorure de sodium	5g
Agar-agar	15g
pH final : pH 6.8±7	

- Mélanger les constituants cités dans le tableau (1) dans 1 litre d'eau distillée ;
- Mettre sur une plaque chauffante avec agitation pendant 30 min afin que les constituants se dissolvent ;
- Verser le milieu dans des bouteilles stériles
- Puis les mettre dans l'autoclave à une pression de 15 lb (120 °C) pendant 20 minutes ;
- Ajouter 0.6 mg d'anti fongique (fluconazole) qui inhibera la poussée des champignons, pour avoir uniquement des colonies bactériennes dans la boîte ;
- Couler les boîtes de pétri dans la hotte dans une zone stérile avec le bec bunsen ;
- Laisser refroidir jusqu'à solidification du milieu ;
- Conserver les boîtes au réfrigérateur à +4°C.

▪ **Sabouraud :**

La préparation Sabouraud est réalisée selon la méthode de préparation de la gélose nutritive. L'antifongique a été remplacé par 5 mg d'antibiotique (Pénicilline G Benzathine) qui a pour fonction d'inhiber la poussée de bactéries dans la boîte pour stimuler les colonies fongiques.

Constituants	Quantité
Peptone	10g
Glucose massé	20g
Vitamine et facteurs de croissance	/
Agar-agar	15g
pH final : pH = 6	

Annexe 2 :

Préparation de la solution mère :

- Verser 10g du sol tamisé à 2 mm dans des bouteilles stériles contenant 90 ml d'eau distillée stérile ;
- Utiliser un agitateur pour agiter les bouteilles contenant la suspension sol-eau distillée. L'agitation a été effectuée pendant 30 minutes ou jusqu'à ce que la solution devienne homogène ;
- La solution mère obtenue est utilisée pour l'ensemencement sur des milieux de culture.

Annexe 3 :

Préparation du fixateur FPA :

- ✓ 5% d'acide propionique.
- ✓ 3% de formol.
- ✓ 92% d'alcool à 70° (éthanol).

Annexe 4 :

Préparation de la potasse à 10% :

- ✓ 100g de Potasse en pastilles.
- ✓ 1L d'eau distillée.

Annexe 5 :









	simple
	monopodiale-pennée
	monopodiale-pyramidale
	dichotomique
	Irrégulière, pennée à dichotomique
	coralloïde
	noduleuse
	tressée

Fig.1. Différentes formes de distributions des Ectomycorhizes (www.Deemy de.).




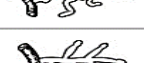
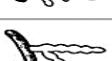
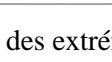
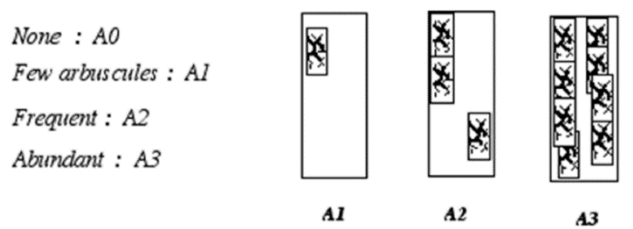
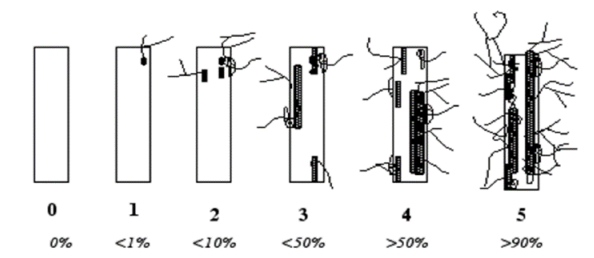
	droite
	courbée
	sinueuse
	tortueuse
	resserrée entre les parties les plus anciennes et les plus jeunes
	perlée

Fig.2. Morphologie des extrémités non ramifiées des ectomycorhizes (www.Deemy de.).

	granuleuse ou verruqueuse
	densément laineux
	très cotonneuse
	denses ficelles
	en feutrage (réticulée)
	lisse

Fig.3. Différentes texture du manteau (www.Deemy de.).

Annexe 6 :

Fig.4. Notation du degré de mycorhization des fragments racinaires (Trouvelot *et al.* 1986).Fig.5. Notation de l'abondance des arbuscules dans les fragments racinaires (Trouvelot *et al.* 1986).

Annexe 7 :

Norme pour l'azote total en %(selon la méthode Kjeldah)	Norme pour le pH eau du sol	Normes pour phosphore (selon Olsen)
<0,05 Très faible	<4,5 Extrêmement acide	<5ppm Très faible
0,05-0,09 Faible	4,6-5 Très fortement acide	5ppm-10ppm Faible
0,1-0,15 Moyenne	5,1-5,5 Fortement acide	10ppm-20ppm Riche
>0,15 Elevée	5,6-6,5 Faiblement acide	30ppm Très riche
	6,6-7,3 Neutre	
	7,4-7,8 Légèrement alcalin	
	7,9-8, Moyennement alcalin	
	8,5-9 Fortement alcalin	
	>9 Très fortement alcalin	

Annexe 8 :

Test ANOVA des ectomycorhizes

	FI 1	FI 2	Chr�ea	P value
C	38.66 ±17.10	48.08 ±17.73	45.96 ±21.62	0.527 Non significative
CD	7.22 ±2.44	6.39 ±7.94	5.86 ±2.36	2.904 Non significative
MLD	53.99 ±17.53	47.09 ±19.86	50.14 ±25.29	0.197 Non significative

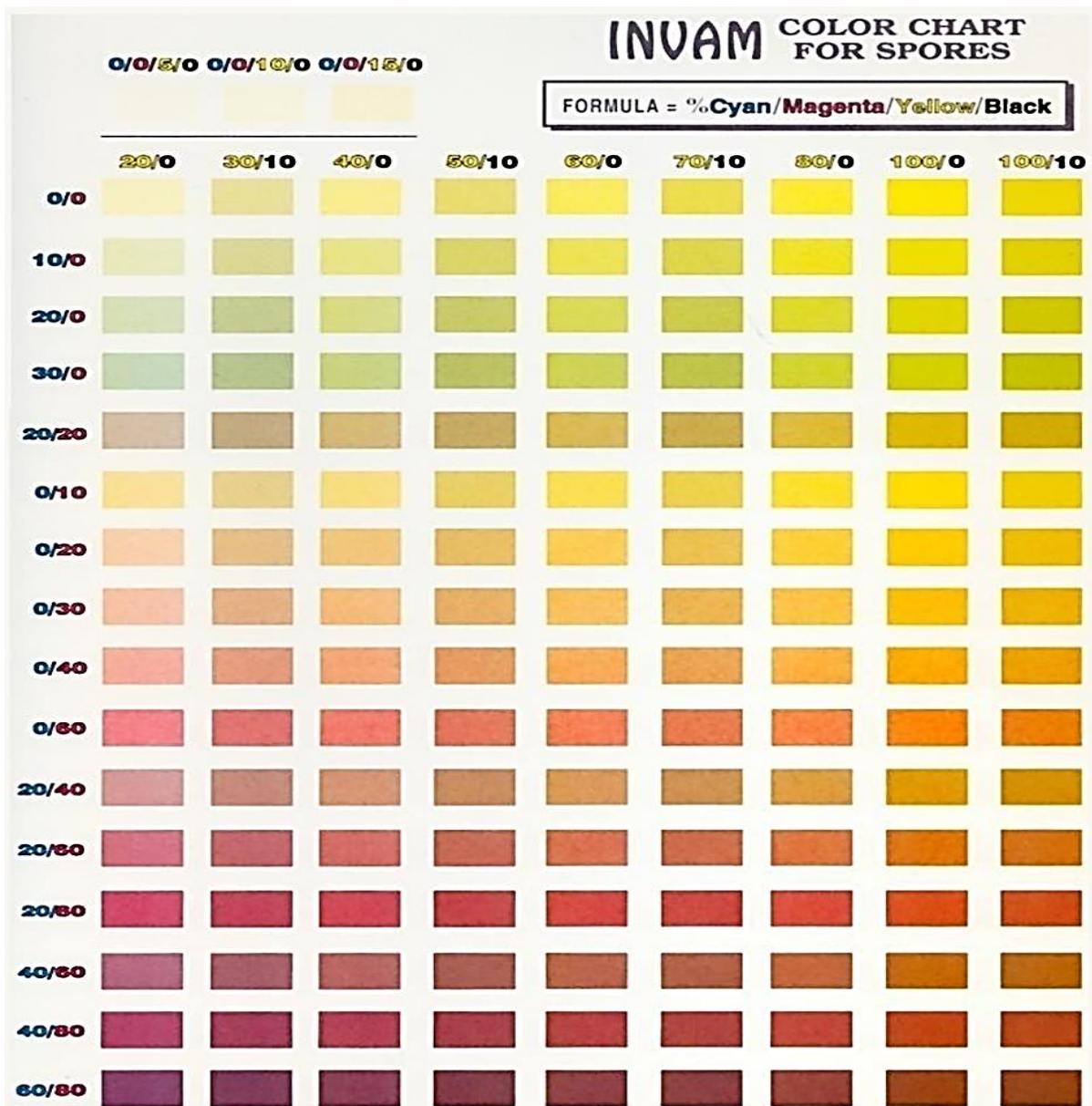
Annexe 9 :

Test ANOVA des endomycorhizes

	FI 1	FI 2	Chr�ea	P value
M%	47,39 ±17,06	50,38 ±32,37	53,33 ±47,25	0.056 Non significative
A%	1,27 ±0,92	2,38 ±1,51	1,16 ±1,72	1.287 Non significative
V%	39,84 ±52,12	59,09 ±48,80	71,33 ±11,7	0.301 Non significative

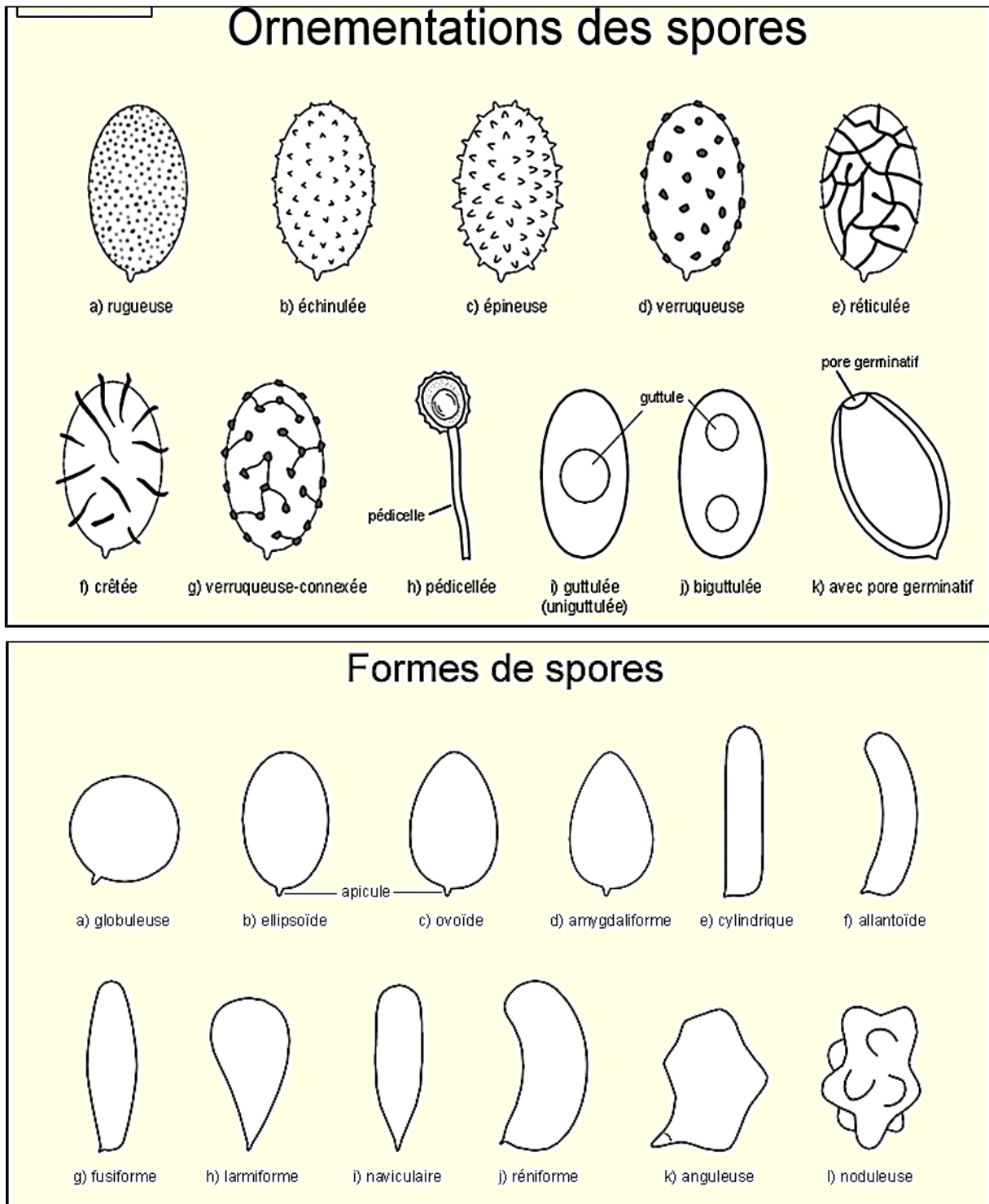
Annexe 10 :

Carte de couleur de spores des endomycorhizes (Site INVAM)



Annexe 11 :

Les différentes formes des spores



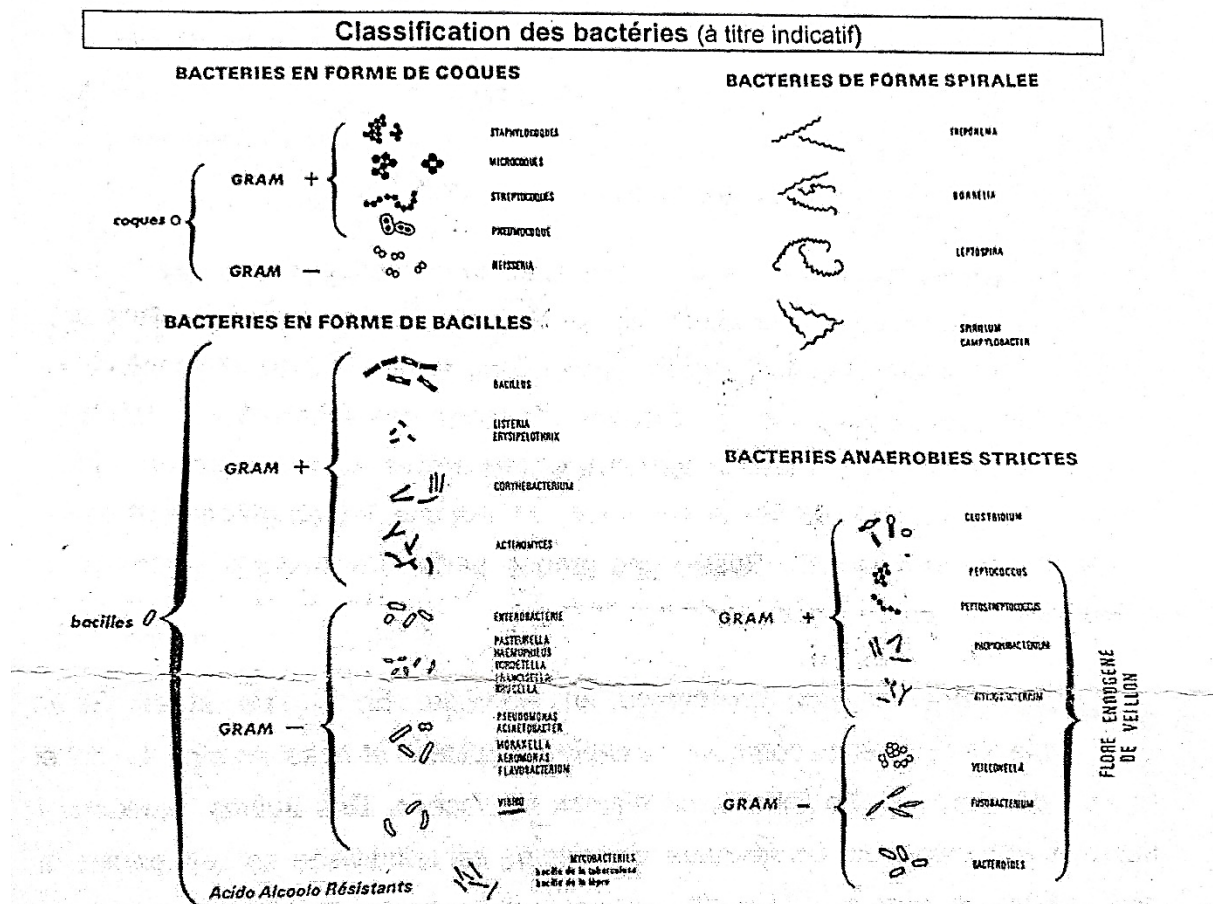
Annexe 12 :

Le tableau d'ANOVA en fonction de diamètre et forme.

	FI 2	Chr�a	Chr�a	P value
FI 1	Non significative	Non significative	Non significative	1.000
FI 1	Non significative	Non significative	Non significative	0.457
FI 2	Non significative	Non significative	Non significative	0.457

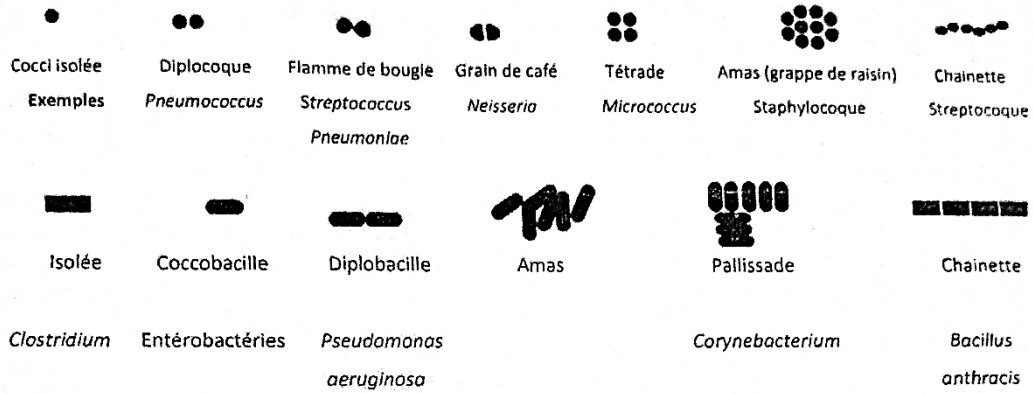
Annexe 13 :

Formes et classification des bactéries.



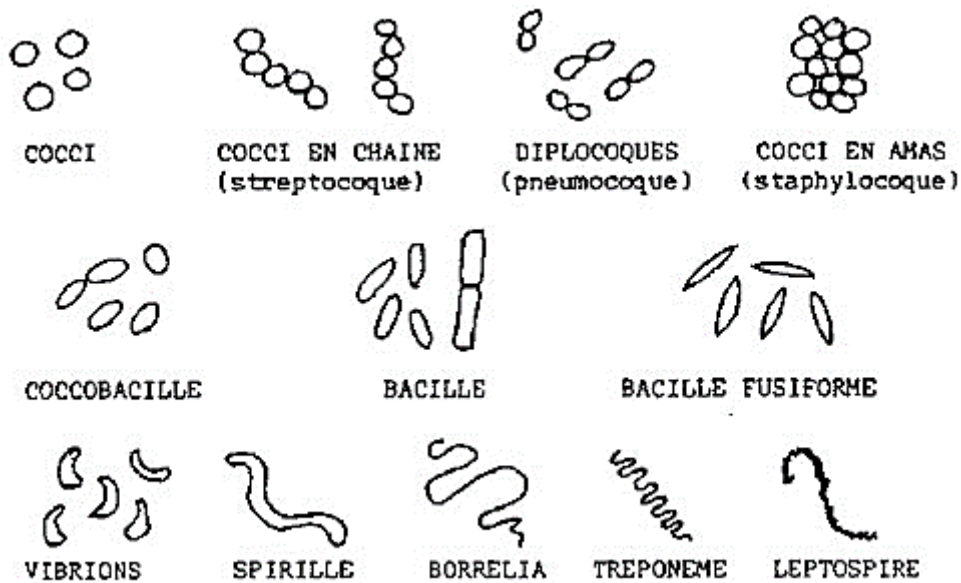
Annexe 14 :

Formes et mode de groupements des cellules bactériennes.



Annexe 15 :

Aspects microscopiques des bactéries :



Résumé

L'objectif de notre étude est de décrire le cortège mycorhizien et la microflore rhizosphérique de *Taxus baccata* dans deux stations du nord de l'Algérie, la fontaine des ifs de la forêt de l'Akfadou et Chréa. Cette espèce connue à symbiose endomycorhizienne, s'est révélée à double symbiose mycorhizienne c'est-à-dire ectomycorhizée et endomycorhizée. En effet différents morphotypes ectomycorhiziens ont été observés. Les conditions édaphiques et climatiques des stations d'étude seraient à l'origine de la double symbiose observée chez *Taxus baccata*.

L'étude de la microflore rhizosphérique a révélé la présence de différents morphotypes de spores, avec prédominance du genre *Gigaspora*. Différents genres de champignons, comme *Trichoderma*, *Penicillium*, *Cladosporium*, et de différentes bactéries (*Bacillus*, *Staphylocoque*, et *Pseudomonas*) ont également été isolées.

Mots clés : *Taxus baccata*, double symbiose, ectomycorhize, endomycorhize, rhizosphère, spore, champignon, bactérie.

Abstract

The objective of our study is to describe the mycorrhizal procession and the microflora of *Taxus baccata* in two stations in northern Algeria, the yew fountain of the Akfadou forest and chréa. This species, known to have endomycorrhizal symbiosis, is revealed to have a double mycorrhizal symbiosis, that is to say ectomycorrhizal and endomycorrhizal. Indeed, different nectomycorrhizal morphotypes have been observed. The edaphic and climatic conditions of the study stations would be at the origin of the double symbiosis observed in *Taxus baccata*.

The study of the rhizospheric microflora revealed the presence of different morphotypes of spores, with the *Gigaspora* genus predominating. Different genera of fungi, such as *Trichoderma*, *Penicillium*, *Cladosporium*, and different bacteria (*Bacillus*, *Staphylocoque*, *Pseudomonas*) have also been isolated.

Key words: *Taxus baccata*, duel symbiosis, ectomycorrhiza, endomycorrhiza, rhizosphere, spore, fungus, bacteria.