

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE

Ministère de l'enseignement supérieur et de la recherche scientifique

Université Mouloud MAMMARI de Tizi-Ouzou

Faculté des Sciences Biologiques et des Sciences Agronomiques

Département de Biochimie-Microbiologie



Mémoire de Fin d'Etudes

En vue de l'obtention d'un Diplôme de Master II

Filière : Biotechnologie

Spécialité : Biotechnologie et Valorisation des Plantes

Thème

**Biodisponibilité du phosphore dans la
mycorhizosphère de l'orge (variété Fouara)
sous climat semi-aride**

Présenté par

KHELIFI Samir

Présenté devant le jury composé de :

Président : Mr LIMANE A.	M.C.B.	UMMTO
Promoteur : Mme BOUDIAF NAIT KACI M.	M.C.A.	UMMTO
Co-promoteur : Mme MADI DJEDID N.	DOCTORANTE	UMMTO
Examinatrice : Mme MOHAMED OUALI D.	M.A.A.	UMMTO

Promotion : 2019-2020

Remerciements

Au terme de ce modeste travail, je tiens à exprimer ma profonde gratitude

et mon vifs remerciements à :

*Ma promotrice **Mme BOUDIAF NAIT KACI**, M.C.A à l'Université Moloud*

Mammeri Tizi-ouzou d'avoir dirigé ce travail.

***Mme Madi Djedid**, co-promotrice doctorante à l'Université Moloud*

Mammeri Tizi ouzou pour sa patience, son orientation, son soutien pendant la

réalisation de ce travail.

***Mr Limane** de présider le jury et **Mme Mouhamed Ouali**, d'avoir accepté*

d'examiner le travail.

Je tiens à remercier toutes les personnes qui ont participé directement ou

indirectement à la réalisation de ce travail.

Dédicaces

*Je dédie ce modeste travail accompagné d'un profond amour à mes chers parents,
aucune dédicace ne saurait exprimer mon respect, mon amour éternel et ma
considération pour les sacrifices que vous avez consenti pour mon instruction et
mon bien être. Puisse dieu vous accorder santé, bonheur, et longue vie.*

*À mes chers frères, Farhat, Aghiles et Anis pour votre encouragement permanent,
et votre soutien moral.*

À ma sœur Fariza pour ton aide et patience durant tout mon parcours.

À tous mes amis: Anis, Aiman, Ghano, Yassin et Zinou.

À notre promotion 2015.

À toute ma grande famille pour votre soutien.

KHELIFI SAMIR

Résumé

En Algérie l'orge (*Hordeum vulgare* L.) présente un double intérêt dans l'alimentation humaine et animale surtout pour la région semi-aride, où le stress hydrique et la détérioration de la qualité des sols constituent les contraintes agronomiques les plus importantes pour la production céréalière. Dans ce contexte, l'Agriculture de conservation constitue une stratégie efficace pour l'optimisation des rendements et des profits tout en garantissant la fourniture des services et des avantages environnementaux, à travers l'application des techniques agricoles du semis direct, la rotation et la diversification des cultures. Ainsi il en découle de ces pratiques, l'amélioration de la fertilité phosphatée des sols grâce à la préservation et la stimulation des interactions plantes-microorganismes, cette stratégie qui devrait être étudiée en biotechnologie végétal.

Mots clés : Orge, semis-direct, plantes-microorganismes, phosphore.

Abstract

In Algeria barley (*Hordeum vulgare* L.) has dual interest; for human and animal nutrition, especially for the semi-arid region, where water stress and deterioration of soil quality constitute the most important agronomic constraints for cereal production. In this context Conservation Agriculture constitutes an effective strategy for optimizing yields and profits while ensuring the provision of environmental services and benefits, through the application of agricultural techniques of no-till, rotation and crop diversification, allow the phosphate fertilization of the soil through stimulation of plant-microorganism interactions. This strategy must be studied in biotechnology and valorization of plants.

Keywords: Barley, no-till, plant-microorganism, phosphorus.

Liste des figures

Figure 1: Orge (<i>Hordeum vulgare</i>) avec tête de graines mûres et vertes	3
Figure 2: Classes d'orges selon le degré de fertilité des épillets et la compacité de l'épi.....	5
Figure 3: Graine d'orge (<i>Hordeum vulgare</i>) germant avec racines	7
Figure 4: Parties de l'épi d'orge.....	Erreur ! Signet non défini.
Figure 5: Les principales parties du grain de l'orge	10
Figure 6: Image qui montre le jaunissement des feuilles d'orge	11
Figure 7: Symptômes de carence en phosphore sur les feuilles d'orge.....	11
Figure 8: La couleur jaune vif s'étend de la pointe et des bords.....	12
Figure 9: Répartition des climats en Algérie	14
Figure 10: Les principes de l'agriculture de conservation.....	15
Figure 11: Représentation du cycle du phosphore dans le sol	20
Figure 12: L'orge mycohizé, l'orge non mycorhizé	27
Figure 13: Photo d'ectomycorhize	28
Figure 14: Photo d'arbuscule de <i>Glomus</i> développé dans une cellule racinaire	29
Figure 15: Les principaux types mycorhiziens	30
Figure 16: Le transfert bidirectionnel des éléments nutritifs	31
Figure 17: Schématisation de l'établissement de la symbiose mycorhizienne.....	34
Figure 18: Caractéristiques liées à l'efficacité d'acquisition du phosphore	34
Figure 19: Schéma de coloration des échantillons racinaires	38
Figure 20: Le champignon apparaît coloré en bleu	38
Figure 21: Notation de la colonisation mycorhizienne en classe de 0 à 5.....	39
Figure 22: Notation d'abondance arbusculaire.....	40

Liste des figures

AC: Agriculture de conservation.

Al: Aluminium.

Ca: Calcium.

Cm: Centimètre.

CMA: Champignon mycorhizien à arbuscules.

Fe: Fer.

GMP: Indice de la moyenne géométrique.

Gx: Grossissement x10

IAA: Acide B-indolacétique.

K: Potassium.

Kg/ha: Kilogramme par hectare.

Mm: Millimètre.

MP: Indice de la productivité moyenne.

N: Azote.

P: Phosphore.

Pi : Phosphore inorganique.

Po : Phosphore organique.

SSI: Indice de sensibilité au stress.

STI: Indice de tolérance du stress.

TCL: Technique sans labours

TCS: Techniques culturales simplifiées.

TOL: indice de tolérance.

Um: Micromètre.

YI: Indice de rendement.

YSI: Indice de la stabilité de rendement.

Résumé	I
Liste des figures.....	II
Liste des abreviations	III
Introduction générale	1

CHAPITRE 1: L'ORGE

1	Présentation de l'orge	4
2	Production de l'orge	4
2.1	Production mondiale.....	4
2.2	Production de l'orge en Algérie	5
3	Classification et description botanique de l'orge	5
3.1	Classification botanique de l'orge	5
3.2	Description botanique de l'orge	7
3.2.1	Appareil végétatif.....	7
3.2.2	L'appareil reproducteur	8
4	Cycle de développement de l'orge	10
4.1	De la levée au début du tallage.....	10
4.2	Du début du tallage au début de la montée.....	10
4.3	Montaison (épiage).....	10
4.4	La période de croissance végétative et de maturité	11
5	Exigences de l'orge	11
5.1	Azote (N).....	11
5.2	Phosphore(P)	12
5.3	Potassium(K)	12

6	Application de la biotechnologie sur l'orge	13
---	---	----

CHAPITRE 2: PRODUCTION DE L'ORGE EN AGRICULTURE DE CONSERVATION SOUS CLIMATS SEMI-ARIDE

1	Climat semi-aride	16
2	Agriculture de conservation dans le climat semis aride	17
2.1	Les techniques culturales simplifiées (TCS).....	17
2.2	Semis direct.....	18
2.3	Rotation culturale.....	19
3	Importance de l'AC dans la production de l'orge en condition semi-arid.....	19
4	Sélection des variétés d'orges résistantes au climat semi-aride.....	20

CHAPITRE 3: LE PHOSPHORE DANS LE SOL

1	Phosphore	22
2	Cycle du phosphore dans le sol	22
3	Les formes du phosphore dans le sol.....	23
3.1	Phosphore organique (Po)	23
3.2	Phosphore inorganique (Pi)	23
4	Acquisition du phosphore par les racines de l'orge en agriculture de conservation.....	24
5	Phosphore dans le sol en agriculture de conservation.....	24
6	Méthodes d'extraction des différentes formes du phosphatée dans le sol.....	24
6.1	Phosphore total.....	24
6.2	Phosphore assimilable.....	25
6.3	Phosphore soluble.....	25
7	Sélection des variétés plus efficaces pour l'acquisition du phosphore.....	25

CHAPITRE 4: LA MYCORHIZATION

1	Symbiose mycorhizienne.....	27
---	-----------------------------	----

2	Les différents types de mycorhizes	28
2.1	Les ectomycorhizes	28
2.2	Les endomycorhizes	28
2.2.1	Les endomycorhizes a vésicules et arbuscules	29
2.2.2	Les endomycorhizes à pelotons d'hyphes cloisonnés.....	29
2.3	Les ectendomycorhizes	29
3	Importance de l'association mycorhizienne	30
3.1	Amélioration des rendements	30
3.2	Amélioration des propriétés hydrique du sol.....	31
3.3	Absorption des éléments minéraux	31
3.4	Production de substances de croissance	32
3.5	Améliorations des propriétés physiques du sol	32
4	Impact de la mycorhization en agriculture de conservation	33
5	La colonisation des racines de l'orge par le champignon mycorhizien a arbuscule.....	33
5.1	Etablissement de la symbiose mycorhizienne.....	33
6	La mycorhizosphère de l'orge.....	35
6.1	Facteurs influençant la biodisponibilité du phosphore.....	36
6.1.1	Architecture racinaire.....	36
6.1.2	Changements dans les transporteurs du P.....	36
6.1.3	Diversité fonctionnelle des CMA.....	37
7	Facteurs influençant la mycorhization de l'orge dans le climat semi-aride.....	37
8	Quantification de la colonisation racinaire par les CMA.....	38
8.1	Coloration des fragments de racines d'orge.....	38
8.2	Méthode de quantification de la colonisation mychorizienne.....	38
	Conclusion.....	42
	Perspectives d'avenirs.....	43

Références bibliographiques.....44

Introduction

En régions semi-arides, l'orge (*Hordeum vulgare L.*) est soumis à une multitude de stress abiotiques, dont l'eau est le principal facteur limitant. Par conséquent, la recherche agronomique vise à sélectionner des génotypes à hauts potentiels de rendements à productions plus régulières, peu sensibles aux variations climatiques d'un lieu de production à l'autre, et d'une année à une autre (Madic *et al.*, 2012). Elle vise également toute approche aboutissant à une meilleure valorisation des faibles précipitations reçues (Papathanasiou *et al.*, 2015 ; Hamli *et al.*, 2018). Dans ce contexte une nouvelle approche est apparue sous le nom d'Agriculture de Conservation (AC) dont le but principal est l'augmentation des rendements tout en préservant la ressource en sol et en eau. Elle est basée sur les principes de semis direct, la rotation des cultures, et une couverture permanente du sol et dont l'objectif principal est d'améliorer la production agricole tout en préservant la fertilité des sols.

Cette fertilité d'un sol est définie comme « sa capacité, dépendant des réserves naturelles de substances nutritives et de la quantité d'eau disponible, à nourrir les plantes et les animaux ; la fertilité des sols est influencée par les formes d'utilisation de la terre. L'activité des organismes vivants dans le sol joue un rôle particulièrement important dans cette fertilité » (Menasseri-Aubry, 2015). Ainsi, les systèmes de cultures mettent en avant, le rôle des processus naturels inhérents au sol (chimiques et biologiques) pour la fourniture d'éléments assimilables par la culture en place (Berner *et al.*, 2013 ; ITAB, 2016).

Le phosphore (P) est un composé essentiel du vivant. Il se retrouve notamment dans les acides nucléiques et les protéines. Par conséquent, c'est un élément génétique, énergétique et plastique de la matière vivante. Dans le monde agricole, le phosphore joue un rôle physiologique à plusieurs niveaux. Il favorise la croissance de la plante, son action étant conjuguée à celle de l'azote (N), le développement des racines, la rigidité des tissus, la reproduction et la qualité des produits végétaux. Dans le sol, le phosphore est lié à la matière organique et à la fraction minérale du sol (Gavériaux, 2012). Sa concentration dans la solution du sol est faible (UNIFA, 2016).

Cette réserve doit donc être constamment renouvelée afin de satisfaire la nutrition phosphatée de la culture. Pour ce faire, les plantes ont évolué pour élaborer des mécanismes facilitant l'absorption du phosphate ; la formation d'associations symbiotiques avec les champignons du sol est une de ces stratégies (Karandashov et Bucher, 2005).

La contribution des champignons mycorhiziens à arbuscules (CMA) à la fertilité phosphatée des sols vient principalement de leur capacité à explorer un plus grand volume de sol grâce à l'établissement de nombreux hyphes donnant ainsi accès à une ressource en P supérieure pour la plante. Secondairement, et de manière plus faible, les CMA peuvent participer à rendre bio-disponible le P du sol grâce aux phosphatases qu'ils excrètent ; il s'agit d'enzymes qui dégradent le phosphore organique en orthophosphates. Les ions phosphates absorbés par les CMA ont trois allocations possibles : une partie est utilisée par le champignon, une autre partie est cédée à la plante via l'interface arbusculaire, et le reste est mis en réserve dans les vacuoles du CMA sous forme de polyphosphates (Gavériaux, 2012). Les CMA

Introduction

semblent donc potentiellement bénéfiques à la plante hôte en augmentant le prélèvement des ions phosphates pour la plante (Gosling et *al.*, 2006).

La présente contribution se fixe sur l'étude bibliographique de la biodisponibilité du phosphore dans la mycorrhizosphère de l'orge variété Fouara, conduite en Agriculture de conservation sous climat semi-aride.

Dans le premier chapitre de ce mémoire, on présente l'orge, son origine, sa classification, sa description botanique, ses exigences et son utilisation dans le domaine de la biotechnologie. Puis, dans le deuxième chapitre on verra l'adaptation de l'orge dans le climat semi-aride en utilisant les techniques d'AC. Par la suite dans le troisième chapitre on cite le rôle et l'importance du phosphore pour les plantes et les stratégies appliquées pour valoriser sa biodisponibilité.

Enfin, dans le dernier chapitre, on présente l'importance de l'association mycorhizienne, son rôle dans l'amélioration de la nutrition hydrique et minéral essentiellement le P, et les facteurs influençant sa biodisponibilité dans la mycorrhizosphère de l'orge (variété Fouara) sous climat semi-aride.

Chapitre 1

L'orge

1 Présentation de l'orge

L'orge (*Hordeum vulgare* L.) (fig.1) constitue l'une des ressources alimentaires les plus importantes au monde. Elle est probablement la plus ancienne espèce cultivée par l'homme, sa culture remonte, aux périodes 5000 à 7000 ans avant J.C. (Pochlman, 1985). Des études conduites pour déterminer l'origine génétique, s'accordent à conclure que l'ancêtre sauvage de l'orge commun est probablement *H. vulgare ssp.spontaneum*, qui est encore présent au Moyen Orient et en Afrique du Nord (Bensemmane, 2018).

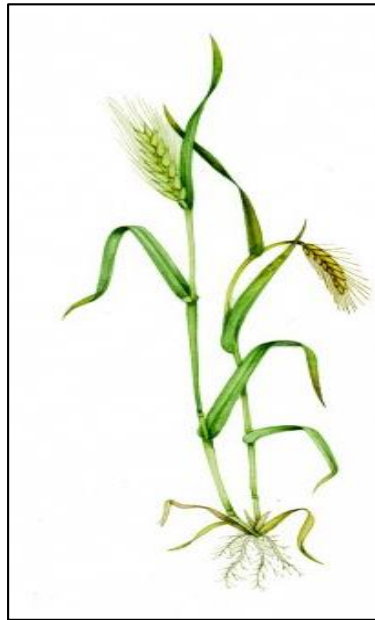


Figure 1: orge (*Hordeum vulgare*) avec tête de grains mûres et vertes.
(source1)

Dans les régions du Maroc, Chine, Inde et en Ethiopie l'orge est utilisée pour fabriquer des galettes et du couscous (Grando et *al.* 2006). Dans certains pays, l'orge trouve une utilisation dans l'alimentation des nourissants, en industrie alimentaire comme adoucissant, adjuvant et surtout comme boissons alcoolisées (Bothmer et *al.*, 2003).

2 Production de l'orge

2.1 Production mondiale

La production mondiale de l'orge avoisine les 135 millions de tonnes pour une superficie emblavée de près de 57 millions d'hectares. Les producteurs majeurs dans le monde durant la période 2010/2011 sont : la Russie, l'Australie, l'Union Européenne l'Ukraine et le Canada (FAO, 2012).

La production mondiale de l'orge en 2016 est de 145,8 millions de tonnes, soit environ 1,6% (4,6 millions de tonnes) de plus que le niveau de 2015 avec des exportations de 3 millions de tonnes d'orge pour l'Australie, l'Union Européenne et l'Ukraine (FAO, 2016).

2.2 Production de l'orge en Algérie

Après l'indépendance, l'Algérie a connu une forte dynamique démographique. Une des conséquences de cette pression démographique se vérifie à travers le déséquilibre des ressources agricoles, qui a conduit à une dépendance alimentaire extrêmement forte vis-à-vis de l'étranger, notamment pour les céréales. Cette dépendance revient également aux faibles niveaux de production locale liés aux conditions climatiques et au mode de culture traditionnel appliqué par la majorité des agriculteurs (Bessaoud et *al.*, 2019).

En Algérie, l'orge est classée la deuxième céréale après le blé dur en terme de quantité de production. Elle représente la glycophyte la plus résistante qui mérite une attention toute particulière, grâce à son intérêt dans l'alimentation humaine et animale surtout pour les régions arides et semi-aride et à sa contribution dans la valorisation des sols marginaux. (Tellah et *al.*, 2005).

Le total de la production nationale des céréales est de 3,6 millions de tonnes, soit 1 million de tonnes d'orge cultivé dans quinze wilayas (Chlef, O.E.Bouaghi, Bouira, Tlemcen, Tiaret, S.B.Abbes, Guelma, Constantine, Medea, Mascara, Souk-Ahras, Mila, Ain-Defla, A.Temouchent, Relizane) (ONFAA, 2015).

3 Classification et description botanique de l'orge

3.1 Classification botanique de l'orge

D'après Feillet (2000), l'orge cultivé est appartenu à la classification suivante :

- **Règne :** Plantae.
- **Division :** Magnoliophyta.
- **Classe :** Liliopsida.
- **S/Classe :** Commelinidae.
- **Ordre :** Poale.
- **Famille :** Poaceae (ex : Graminée).
- **S/Famille :** Hordeoideae.
- **Tribu :** Hordeae (Hordée).
- **S/Tribu :** Hordeine.
- **Genre :** *Hordeum*.
- **Espèce :** *Hordeum vulgare L.*

Rasmusson (1987), note que le genre *Hordeum* comprend des espèces diploïdes ($2n=14$) dont les biotypes cultivés comme *Hordeum vulgare*, *Hordeum distichum*, *Hordeum intermedium*, et sauvage comme *Hordeum spontaneum*, *Hordeum agriocrithon* et *Hordeumpusillum*. L'espèce tétraploïde ($2n=28$) est constituée uniquement des biotypes

sauvages comme *Hordeum murinum*, *Hordeum bulbosum*, *Hordeum jubatum* et *Hordeum nodosum*.

- Grillot (1959), classe les orges selon le degré de fertilité des épillets et la compacité de l'épi en deux groupes (fig.2).

- Le groupe des orges à six rangs :

Dont les épillets médians et latéraux sont fertiles et qui se subdivise selon le degré de compacité de l'épi en :

- *Hordeum hexastichum* L. (escourgeon) a un épi compact composé sur chaque axe du rachis de 3 épillets fertiles.

- *Hordeum tétrastichum* L. à un épi lâche composé sur chaque axe du rachis de 2 épillets fertiles.

- Le groupe des orges à 2 rangs :

Les épillets latéraux sont très rudimentaires et stériles, seul l'épillet central va se développer en grain :

- *Hordeum distichum* L. à un épi aplati et lâche composé de deux rangées d'épillets fertiles, sur chaque axe du rachis, entouré de 4 épillets stériles.

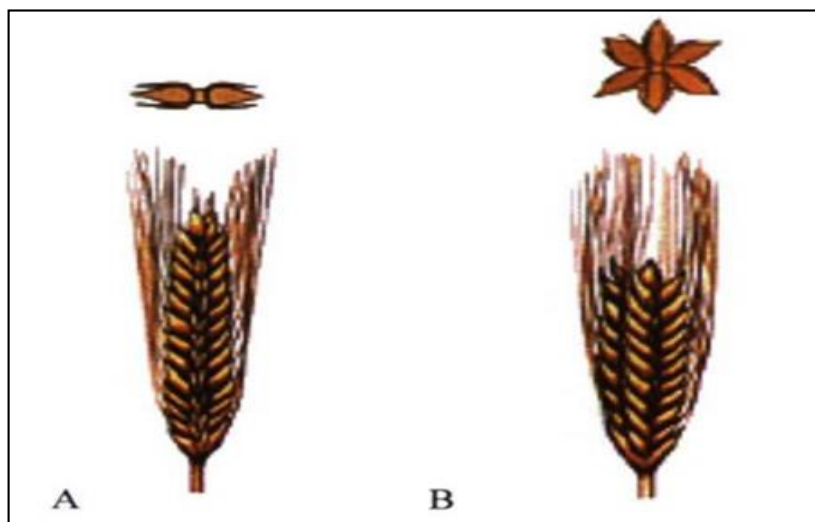


Figure 2: classes d'orges selon le degré de fertilité des épillets et la compacité de l'épi
(Grillot, 1959)

- Soltner (2005), classe les orges selon leurs milieux de cultures en trois groupes qui sont :
 - Les orges d'hiver dont le cycle de développement varie de 240 à 265 jours, s'implantent en automne.

- Les orges de printemps dont le cycle de développement est très court (environ 120 à 150 jours), s'implantent au printemps.
- Les orges alternatives qui sont intermédiaires au plan tolérance au froid, entre les orges d'hivers et celles de printemps.

3.2 Description botanique de l'orge

3.2.1 Appareil végétatif

Selon Hachi et *al* (2005), les graminées sont des plantes herbacées de petite taille, la plante se développe en produisant un certain nombre d'unités : les talles.

3.2.1.1 Système aérien

Sur la partie aérienne des céréales, on distingue une tige principale « le maître brin » et des « talles » qui naissent à la base de la plante (Boulal et *al.*, 2007). Quant aux entre-nœuds selon Belaid (1996), ils sont creux chez les blés tendres, l'orge et l'avoine, et pleins chez les blés durs.

L'orge est caractérisée par un fort tallage supérieur à celui du blé et un chaume plus faible, susceptible à la verse par rapport que celui du blé (Camille, 1980).

Les feuilles sont à nervures parallèles et formées de deux parties : la partie inférieure entourant la jeune pousse ou la tige : c'est la gaine, la partie supérieure en forme de lame : c'est le limbe qui possède à sa base deux prolongements arqués glabres, embrassant plus ou moins complètement la tige : les oreillettes ou stipules. A la soudure du limbe et de la gaine se trouve une membrane non vasculaire entourant, en partie, le chaume : la ligule qui est bien développée (Belaid, 1996 ; Camille, 1980).

3.2.1.2 Système racinaire

Il est composé de deux systèmes radiculaires successifs : (fig.3)

-Un système séminal, fonctionnel de la levée au début du tallage. Les racines de ce système sont au nombre de six, rarement sept (Benlaribi et *al.*, 1990 ; Hazmoune, 2006).

-Un système adventif ou coronal, apparaissant au moment où la plante émet ses talles. Ce système se substitue progressivement au précédent durant l'avancement du cycle biologique des céréales à paille. Il est de type fasciculé, Bien que moins puissant (Soltner, 2005).



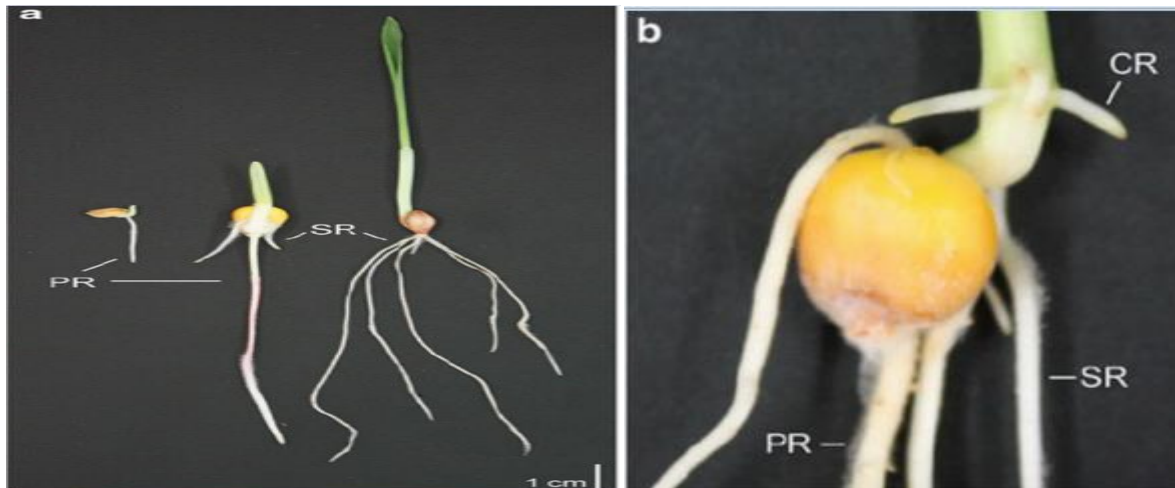


Figure 3: organisation des systèmes racinaires des céréales.

(a) Racines embryonnaires primaires (PR) et séminales (SR) d'orge âgés de 5 jours (à partir de la gauche). (b) semis illustrant les racines adventifs ou coronal des pousses (CR). (Caroline et al., 2013).

3.2.2 Appareil reproducteur

L'orge est autogame, son inflorescence est un épi composé d'unités morphologiques de base : les épillets « groupes de fleurs » enveloppées de leurs glumelles et incluses dans deux bractées ; les glumes (Belaid, 1996). (fig.5)

3.2.2.1 Grain

Le grain d'orge est composé de plusieurs parties : les enveloppes organisées en plusieurs assises (testa, péricarpe, glumelles), l'embryon, la couche à aleurone et l'albumeamylacé (fig.4)

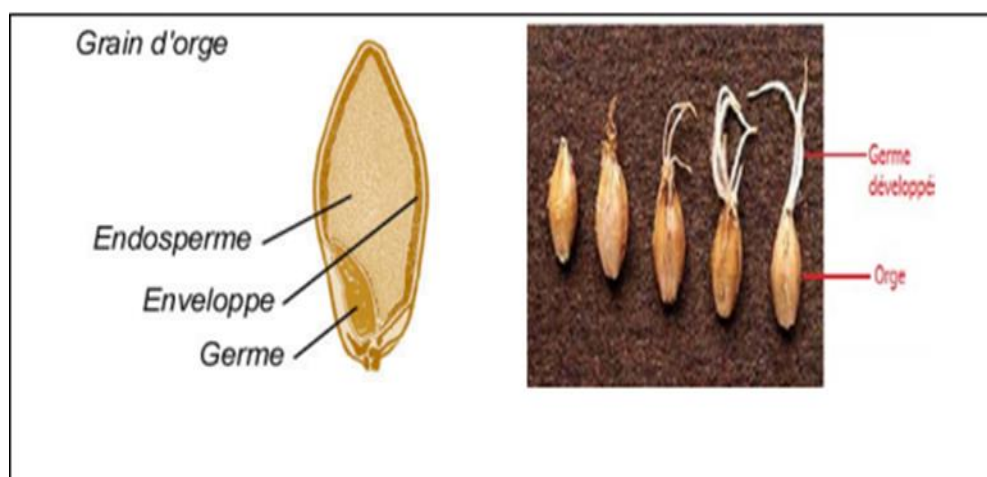


Figure 4: les principales parties du grain de l'orge.
(Source 2)

3.2.2.1.1 Glumelles

Les glumelles constituent l'enveloppe externe du grain d'orge et représentent environ 10 % de son poids sec. On distingue les glumelles dorsales (lemma) des ventrales (palea).

Les glumelles sont principalement formées de cellulose (20 %), d'hémicellulose (30-45 %) et de lignine (10-20 %) (Höije et *al.*, 2005).

3.2.2.1.2 Péricarpe

Le péricarpe est composé de plusieurs types de cellules qui se situent entre les glumelles et la testa. Il est séparé des glumelles par une couche protectrice cuticularisée appelée épicarpe et il est soudé à la testa (aussi appelé tégument séminal) (Freeman et Palmer, 1984). Cette couche agit comme une membrane semi-perméable permettant les échanges gazeux. Sur sa face externe, le péricarpe est formé de l'hypoderme et sur sa face interne, de cellules croisées de forme rectangulaire et situées près de la testa.

La testa est entourée de deux zones cuticulaires, la plus interne issue du tissu nucellaire étant plus fine que la plus externe qui est issue des cellules de la testa (Briggs, 1998).

3.2.2.1.3 L'embryon

Situé dans la partie dorsale de la graine, les deux composants majeurs de l'embryon sont l'axe embryonnaire qui formera la plantule au cours de la germination et le scutellum qui aura un rôle dans la synthèse d'enzymes et le transfert des nutriments de l'albumen vers l'embryon lors du développement du grain.

A maturité l'embryon se divise en trois régions : la tige (coléoptile), le mésocotyle et les racines enveloppées dans le coléorhize. La mésocotyle et l'axe embryonnaire se trouvent entre le coléoptile et les racines (Briggs, 1998).

3.2.2.1.4 L'albumen

L'albumen est le tissu de réserve de l'orge, il contient des grains d'amidon, des protéines de réserve, des lipides et des polysaccharides pariétaux. L'albumen est composé de la couche à aleurone et de l'albumen amylicé (Runavot, 2011).



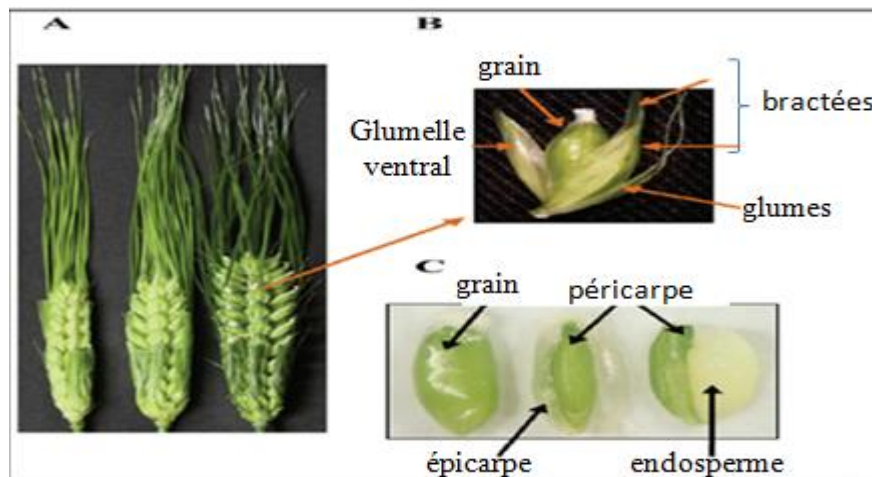


Figure 5: parties de l'épi d'orge.

(A) Pointes à la pollinisation (à gauche), au début du remplissage des grains (au milieu) et au stade de la pâte (à droite). (B) Composants d'un épillet au stade de remplissage du grain. (C) Graine au stade de remplissage du grain montrant une graine. (Tilahun et Roger, 2009).

4 Cycle de développement de l'orge

Selon Coio (1957), les phases de développement de l'orge sont les suivantes :

4.1 De la levée au début du tallage

La levée a lieu 10 à 12 jours après le semis. Elle apparaît en même temps que la 4^{ème} feuille, la première talle dite "de coléoptile". Pendant ce temps, les racines primaires, en nombre limité, croissent activement.

4.2 Du début du tallage au début de la montée

Les talles proprement dites, c'est à dire celles issues du plateau de tallage apparaissent d'autant plus vite que le semis a été plus superficiel. Les talles se multiplient et se développent pendant environ une quinzaine de jours. Après le commencement du tallage, les racines secondaires qui prennent naissance aux nœuds de la base se ramifient avec profusion.

4.3 Montaison (épiage)

L'ébauche des futurs épis se détache du plateau de tallage pour commencer à monter dans les différentes talles. Cette période de montée dure environ un mois pour aboutir vers le 10 Juin à l'épiage, arrivée de l'épillet du sommet de l'épi au niveau de l'oreillette de la dernière feuille. Le nombre de feuilles de la tige principale est pratiquement constant et égal à 9. La fécondation se situe entre l'apparition des barbes et l'épiage.

4.4 La période de croissance végétative et de maturité

Au cours des 10 à 12 jours suivant l'épiage les tiges s'allongent pour atteindre leurs tailles définitives. Cependant, les réserves commencent à s'accumuler autour de l'embryon, les épis s'alourdissent et c'est la période la plus dangereuse au point de vue verse.

5 Exigences de l'orge

Les exigences culturales de l'orge sont variables en fonction de la variété, pour cette raison certaines sont dites d'hiver (supportant le gel et plus exigeantes en eau) et d'autres de printemps (Hanchane, 2009).

Généralement, les besoins en eau de l'orge sont satisfaits par des précipitations entre 350 et 370 mm et les températures optimales pour sa croissance sont situés entre 15 et 20°C (Hanchane, 2009). Certaines variétés nécessitent peu d'eau et sont tolérante à la salinité et à d'autres conditions de stress. Par conséquent, cette espèce est d'une grande importance dans les zones où le blé ne peut pas être cultivé en raison d'un sol inadéquat et d'une irrigation insuffisante (Sriman et *al.*, 2018). Il prédomine dans les régions arides et semi-arides, caractérisées par des pluies rares et irrégulières et par des températures souvent élevées (Hanchan, 1998).

L'orge peut végéter dans des sols calcaires alluviaux, limoneux, ayant un pH de 8,1, et où N, P et K sont disponibles (185,0 kg ha⁻¹, 15,25 kg ha⁻¹ et 265,0 kg ha⁻¹ respectivement) (Sriman et *al.*, 2018).

5.1 Azote (N)

Il assure une croissance plus luxuriante de la plante, il offre une meilleure photosynthèse, un meilleur tallage, il augmente le rendement des grains et leur teneur en protéines qui améliorent la qualité des grains (MOSSAB, 2007).

Il est recommandé d'appliquer entre 0 et 30 unités de N/ha après une jachère ou une culture légumineuse, 50 à 90 unités de N/ha après une céréale. Les premiers symptômes de carence en azote correspondent à un jaunissement (fig.6) qui apparaît sur les feuilles plus âgées en premier (Alaoui, 2003). Si des signes de carence en azote apparaissent au niveau du champ, le rendement potentiel a été déjà réduit. Les cas de carence extrême en N entraînent une sénescence précoce et une réduction de la taille des épis (Benider, 2018).



Figure 4: image qui montre le jaunissement des feuilles d'orge à cause d'une carence en azote (source.3)

5.2. Phosphore (P)

Le P est un élément essentiel qui assure une meilleure implantation de la culture, il favorise un développement racinaire plus précoce et une maturation plus homogène de la culture (Madjida et *al.*, 2020). Le phosphore doit être appliqué à des doses comprises entre 30 et 40 unités/ha (Alaoui, 2003).

Les plantes carencées en (P) sont plus petites que la normal, les feuilles montrent des colorations violacées (fig.7), notamment sur le milieu des limbes et la croissance est fortement ralentie (Martel et *al.*, 1977).



Figure 5: symptômes de carence en phosphore sur les feuilles d'orge (*Hordeum vulgare*). (Source 4)

5.3 Potassium (K)

Le potassium est un élément nutritif majeur qui est de plus en plus nécessaire à mesure que les réserves du sol s'épuisent. Une carence en potassium entraîne une mauvaise utilisation

de l'eau et d'autres nutriments, ce qui rend les cultures plus sensibles à la sécheresse, à l'engorgement, au gel et aux maladies des feuilles (Craig, 2015).

Sur des sols de texture sablonneuse, ou sur des sols organiques, les quantités de potassium à appliquer doivent être comprises entre 15 et 30 unités de K/ha (Alaoui, 2003).

La carence en (K) provoque des nécroses ou un brunissement au niveau des pointes (fig.8) des feuilles les plus âgées (Hamdane, 2010).



Figure 6: la couleur jaune vif s'étend de la pointe et des bords.
(source.5)

6 Application de la biotechnologie sur l'orge

L'orge est une plante modèle bien connue est utilisée pour développer des méthodologies de sélection végétale, génétique et cytogénétique (Heneen, 2010). Le développement des nouvelles variétés tolérantes aux contraintes environnementales est essentiel aussi bien pour les pays développés qu'au pays en voie de développement.

D'après Muñoz-Amatriaín et *al* (2014), L'orge a un pool génétique qui a le potentiel de contenir suffisamment de diversité génétique, à exploiter pour l'adaptation à différentes conditions environnementales. En outre, les vastes ressources en matériel génétique d'orge, disponibles dans le monde, contiennent probablement une variation allélique bénéfique que les nouvelles technologies génomiques et de sélection peuvent exploiter.

L'amélioration variétale consiste à combiner, chez un ensemble d'individus appelé variété, les caractéristiques souhaitées. Elle n'est pas l'apanage de la recherche publique ou privée car de tous temps, les agriculteurs du monde ont fait évoluer leurs variétés ou en ont créé d'autres. Ceci continue dans les agrosystèmes, pour lesquels les systèmes semenciers sont essentiellement fondés sur l'utilisation de variétés locales. La sélection classique est la stratégie la plus utilisée pour la plupart des espèces végétales cultivées (Laure et *al*, 2010).

La création d'une variété tolérante à une contrainte de l'environnement particulière nécessite de croiser deux variétés judicieusement choisies. L'une fournit le fond génétique, c'est-à-dire l'ensemble des gènes favorables à une bonne productivité, et l'autre apporte des caractères de tolérance à la contrainte ciblée. Après un premier croisement, les descendants présentant tous les caractères recherchés sont sélectionnés grâce à l'évaluation de critères phénotypiques, dans des conditions de culture favorisant les plantes tolérantes au stress considéré. Ces descendants sont par la suite croisés, en moyenne de six à huit fois, avec la variété parentale à fort rendement. Cette sélection repose sur l'exploitation de la variabilité naturelle existant au sein d'une espèce, et requiert un accès à des ressources génétiques aussi vastes que possible, c'est-à-dire à la biodiversité (Laure et *al*, 2010).

Chapitre 2

Production de l'orge en agriculture de conservation sous climats semi-aride

1 Climat semi-aride

Le climat semi-aride se caractérise par des épisodes de déficit hydrique et de hautes températures qui peuvent apparaître, d'une façon progressive ou brutale au début, au milieu ou en fin de saison. Ces périodes de sécheresse sont parfois intenses, toujours imprévisibles et variables d'une année à l'autre. Cette irrégularité fait que ce climat soit très variable, par conséquent la production des cultures pluviales et particulièrement les céréales sera variable au cours des années (Medejerab et Henia, 2011).

La céréaliculture demeure la spéculation principale elle se répartissant entre 54% en blé dur (*Triticum durum* Desf.), 23% en orge (*Hordeum vulgare* L.), 20% en blé tendre (*Triticum aestivum* L.) et 3% en avoine (*Avena sativa* L.) (Bouzerzour et Mahnane, 2006).

Les contraintes climatiques majeures sont la faiblesse des pluies et surtout la variation de leur répartition tout le long du cycle de la culture. En effet la pluviométrie annuelle varie de 250 mm à 600 mm (ONM, 2004). Elle est très faible (250 ÷ 300 mm) en zone sud pour devenir relativement plus importante en zone nord enregistrent des pointes de 400 mm. (Bouzerzour et Mahnane, 2006).

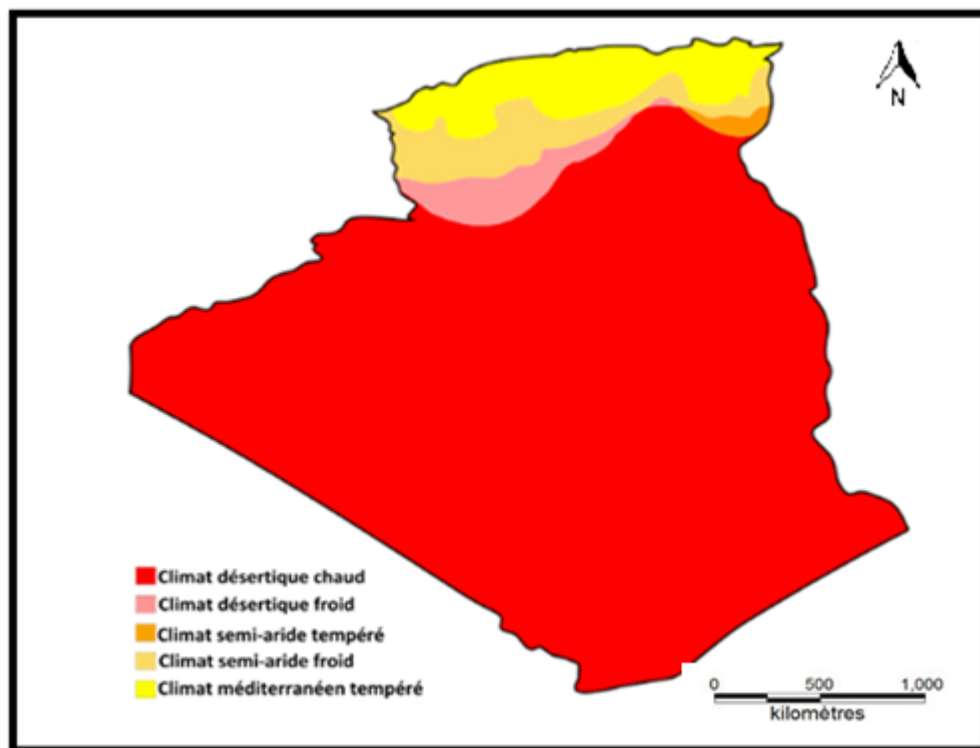


Figure 7: répartition des climats en Algérie selon la classification de Köppen.
(Source.6)

2 Agriculture de conservation dans le climat semis aride

L'agriculture de conservation est un système cultural qui favorise une perturbation mécanique des sols minimale (pas de travail du sol), le maintien d'une couverture permanente du sol, et la diversification des espèces végétales. Elle accroît la biodiversité et stimule les processus biologiques naturels qui ont lieu au-dessus et en dessous de la surface du sol, ce qui contribue à une utilisation plus efficace de l'eau et des nutriments et permet d'améliorer durablement la production végétale (FAO, 2020).

L'agriculture de conservation repose sur trois principes (fig.10):

-Une perturbation mécanique des sols minimale (pas de travail du sol) par le placement direct de semences et / ou d'engrais.

-Une couverture organique des sols permanente.

-La diversification des espèces cultivées, à travers des séquences de cultures variées et des associations impliquant au moins trois cultures différentes (FAO, 2020).

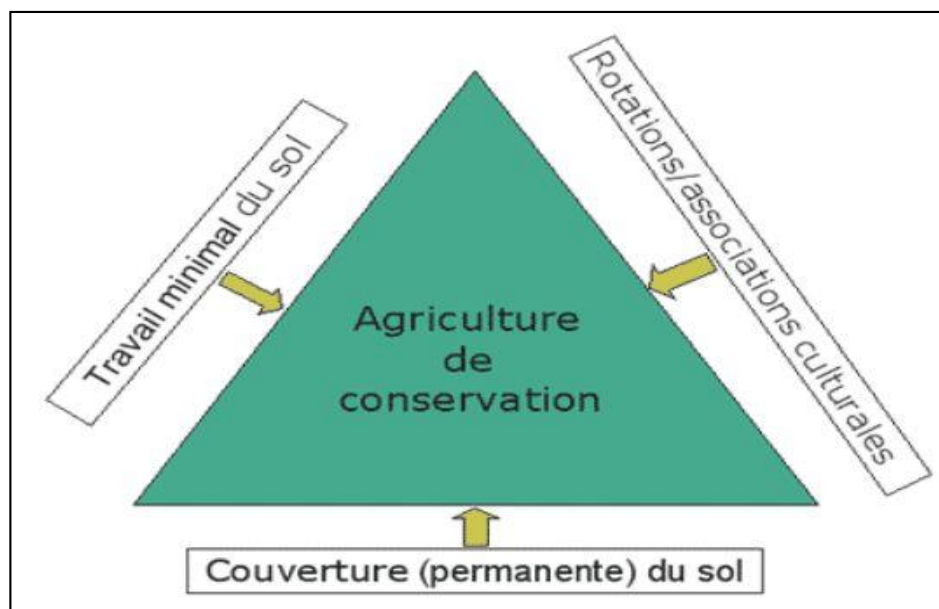


Figure 8: les principes de l'agriculture de conservation.
(FAO, 2020)

2.1 Les techniques culturales simplifiées (TCS)

Les TCS, ou travail réduit ou encore techniques de conservation des sols sont un ensemble d'itinéraires techniques de travail superficiel du sol sans retournement de ce dernier, qui peuvent inclure aussi bien une opération de pseudo labour qu'une implantation en semi directe (Robert et *al.*, 2004).

Généralement les TCS, sont définies par opposition au labour traditionnel qui, par retournement de la couche travaillée sur une profondeur de 25 à 30 cm, enfouit la matière organique en profondeur dans les inter-bandes du labour. Pour cela, le terme “techniques sans labour”, appelées TSL peut aussi définir les TCS (FAO, 2020).

Non labour : cette notion regroupe de nombreuses techniques qui ont en commun de ne pas retourner la couche travaillée de sol, et qui n'emploient donc pas de charrue comme travail du sol principal.

Pseudo labour : cette technique se rapproche le plus d'un labour traditionnel en terme de fragmentation et de profondeur de sol, à la différence que les outils utilisés (du type décompacteur, outils à dents.) ne retournent pas la terre. Ainsi la matière organique, bien que légèrement enfouie dans la couche travaillée, se retrouve aussi à la surface du sol (FAO, 2020).

2.2 Semis direct

Le semis direct est un système de conservation, de gestion des sols et des cultures, dans lequel la semence est placée directement dans un sol non travaillé. Seul, un petit trou ou un sillon est ouvert, de profondeur et de largeurs suffisantes avec des outils spécialement conçus à cet effet pour garantir une bonne couverture et un bon contact de la semence avec le sol aucune autre préparation du sol n'est effectuée (Seguy *et al.*, 2001). L'objectif essentiel des techniques du semis direct est de conserver, d'améliorer et d'utiliser les ressources naturelles d'une façon plus efficiente par la gestion intégrée du sol, de l'eau, des agents biologiques et des apports de produits externes. L'objectif final est de mettre en place une agriculture durable qui ne dégrade pas les ressources naturelles, sans renoncer pour autant à maintenir les niveaux de production (Atare, 2006).

En matière d'effet de serre, l'intérêt du semis direct se situe à deux niveaux : la diminution de la dépense énergétique mise dans le système du semis direct et le stockage du carbone dans les sols au travers de la matière organique (Agu *et al.*, 2000 cités par Chevrier et Barbier, 2001). Le semis direct est une étape essentielle pour un développement agricole durable dans le monde. En supprimant les travaux du sol, le sol se transforme en un réservoir de carbone. A titre d'exemple, près d'un tiers des terres agricoles brésiliennes est cultivé selon la pratique de semis direct. Des travaux de recherche montrent que les sols sous semis direct, avec couvert végétal sont très favorables au stockage du carbone organique (Mrabet, 2004). La suppression totale du labour engendre une réduction de temps du travail mais elle implique cependant une grande disponibilité de la main d'œuvre (Husson, 1997). Le temps d'implantation varie de simple au double voire au quadruple selon les techniques d'implantation et le type de sol (Bartehelemy et Boisgontier, 1990).

2.3 Rotation culturale

C'est l'une des principes de l'agriculture de conservation, elle permet de maîtriser les adventices, les maladies, mais aussi pour assurer un entretien de la fertilité des sols avec une attention toute particulière portée à l'alimentation azotée (Stockdale et *al.*, 2001 cité par Watson et *al.*, 2002). Diversifier les espèces dans les rotations en incluant des couverts entre les cultures de rentes, semble jouer un rôle décisif dans l'amélioration du potentiel mycorhizogène des sols (Mäder et *al.*, 2000). De plus, les rotations des cultures affectent à la fois la diversité et la composition des communautés de spores de CMA dans le sol, avec une plus grande diversité des CMA sous rotations des cultures par rapport à de la monoculture (Oehl et *al.*, 2003 ; Vestberg et *al.*, 1999 cité par Jansa et *al.*, 2006).

3 Importance de l'AC dans la production de l'orge en condition semi-aride

Les techniques conventionnelles de production de céréales semblent atteindre leurs limites. Elles sont mises en cause dans les phénomènes d'érosions hydrique et Éolienne, la destruction de la matière organique et de la structure de sols (Fenster et Peterson, 1979 ; Ciha, 1982 ; Cochran et *al.*, 1982 ; Wilhelm et *al.*, 1982 ; Bouzerzour, 1983).

Les techniques culturales simplifiées et le semis direct sous couvert végétal apparaissent comme des alternatives à même de corriger l'impact négatif des systèmes de production adoptés par les agriculteurs. Elles arrivent à mieux contrôler l'érosion, stocker la matière organique, améliorer l'efficacité hydrique et restructurer le sol sous l'effet d'une meilleure activité biologique (Mrabet, 2000 ; Kribaa et *al.*, 2001). Elles sont aussi intéressantes sous l'aspect économique (Juergens et *al.*, 2004).

Ces techniques méritent donc d'être mieux étudiées dans le contexte agro-climatique avant de se prononcer sur leur adoption par la profession. En effet, elles sont utilisées pour préserver le potentiel biologique et physicochimique des sols et les protéger des risques de l'érosion tout en limitant les frais de mécanisation. Le système du semis direct se voit comme premier pilier pour restaurer la fertilité des sols (Zaghouane et *al.*, 2006).

Klein et *al.* (2002) montrent que le semis direct améliore l'humidité du sol de l'horizon superficiel et la vigueur des plantes des semis précoces faits en sec.

Saber et Mrabet (2002) notent une amélioration de l'agrégation, de la matière organique et du pH du sol, en passant du système conventionnel de travail du sol vers les techniques culturales simplifiées et le semis direct sous couvert végétal.

De ce fait, l'adoption de techniques culturales simplifiées et du semis direct dans les conditions semi arides pourrait répondre à un double objectif : une meilleure durabilité de l'agriculture et une préservation efficace de ressources naturelles et de l'environnement. (Zaghouane et *al.*, 2006).

4 Sélection des variétés d'orges résistantes au climat semi-aride

En Algérie, la plus grande partie des surfaces en céréales est située en zone semi-aride. La pluviométrie y est faible et irrégulière, fluctuant d'une année à une autre. A cela s'ajoute souvent des sols peu fertiles et à faible réserve hydrique (Dekkiche et *al.*, 2010 ; Belaid, 2015). Par conséquent, le développement et l'obtention de variétés résistantes à la sécheresse, donnant une bonne production sous une large gamme de conditions environnementales constituent un objectif majeur de sélection (Papathanasiou et *al.*, 2015; Hamli et *al.*, 2018).

La recherche vise à sélectionner des géotypes à haut potentiel de rendement et à production plus régulière, peu sensibles aux variations climatiques d'un lieu de production à l'autre et d'une année à une autre (Madic et *al.*, 2012). A ce titre, plusieurs indices de tolérance des stress, dont le calcul est basé sur le rendement obtenu en présence et en absence de stress, sont proposés pour sélectionner de tels géotypes (Boussen et *al.*, 2009 ; Papathanasiou et *al.*, 2015). Parmi les indices les plus utilisés, figurent l'indice de la sensibilité au stress (SSI) (Fischer et *al.*, 1978), l'indice de la tolérance (TOL) (Rosielle et *al.*, 1981), l'indice de la productivité moyenne (MP) (Hossain et *al.*, 1990), l'indice de la stabilité du rendement (YSI) (Bousslama et *al.*, 1984), l'indice de tolérance du stress (STI) (Fernandez et *al.*, 1992), l'indice de la moyenne géométrique de la productivité (GMP) (Fernandez et *al.*, 1992) et l'indice de rendement (YI) (Lin et *al.*, 1986) (Gavuzzi et *al.*, 1997).

Cependant, des recherches sont indispensables pour l'analyse et la compréhension des différents modes de résistance développés par les plantes, afin d'identifier des critères de sélection qui peuvent être utilisés dans des programmes d'amélioration variétale. La résistance à la sécheresse a été associée à plusieurs caractéristiques d'ordre phénologique, physiologique, morphologique et biochimique reflétant différents types d'adaptation (esquive, évitement et tolérance) (Turner, 1979). Toutefois, la sélection pour un mécanisme donné, même bien corrélé avec le rendement, n'aboutit pas automatiquement à l'amélioration de ce dernier. Ceci a été démontré avec l'indice de récolte (Whan et *al.*, 1991). Certains auteurs ont conclu donc, que les variétés de céréales résistantes au déficit hydrique se caractérisent par une stratégie regroupant en même temps, un ensemble des mécanismes d'adaptation (Rejeb et Ben Salem, 1993).

Chapitre 3

Phosphore dans le sol

1 Phosphore

Avec l'augmentation de la demande de production agricole et le pic de la production mondiale au cours des prochaines décennies, une attention importante est donnée au phosphore P en tant que ressource non renouvelable (Cordell et *al.*, 2009 ; Gilbert, 2009). Car le phosphore est considéré comme un élément nutritif indispensable aux végétaux et quasiment non substituable (Raghothama 1999). Il rentre dans la structure moléculaire du matériel génétique, métabolique, structural et de régulation.

2 Cycle du phosphore dans le sol

Une caractéristique unique du P est sa faible disponibilité en raison d'une diffusion lente et d'une forte fixation dans les sols. Cela peut le qualifier comme un facteur limitant majeur pour la croissance des plantes. Dans le sol, le P est présent au sein de différents pools ; on peut schématiquement en distinguer cinq (fig.11)

- Le P présent dans la solution du sol.
- Le P adsorbé aux minéraux de la phase solide du sol.
- Le P précipité sous formes minérales.
- Le P présent dans la matière organique inerte.
- Le P présent dans les microorganismes.

Dans les sols, la quantité de P présent dans le pool de la solution est très faible comparée au P total (environ 0,02 mg/L, soit 0,1% du P total du sol). La répartition entre le phosphore inorganique (Pi) et le phosphore organique (Po) dans la solution du sol semble très variable selon le type de sol et son historique de fertilisation, la proportion de Pi allant de 20 à 99%. Cette répartition reste néanmoins rarement déterminée dans la solution du sol, alors que ce pool joue un rôle majeur dans le prélèvement de P par les racines (Kruse et *al.*, 2015).

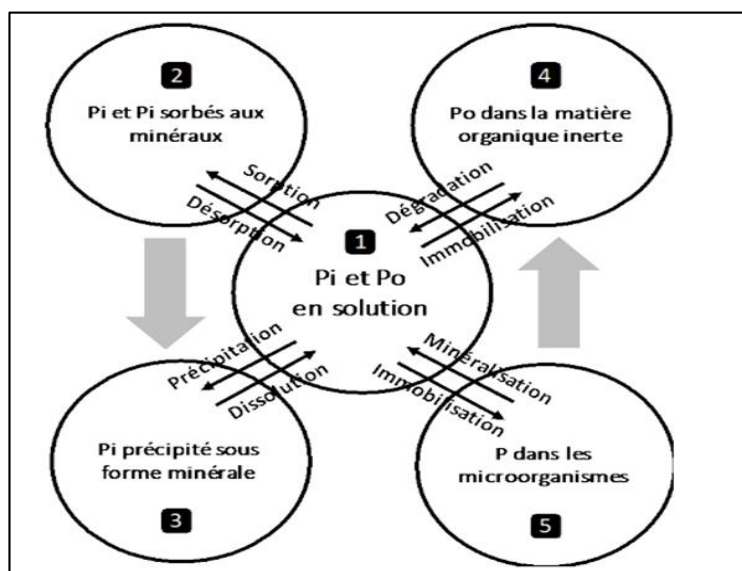


Figure 9: représentation du cycle du phosphore dans le sol.

Représentation du cycle du phosphore dans le sol. Le phosphore est schématiquement réparti entre cinq pools. Les flèches indiquent les mécanismes permettant de passer d'un pool à l'autre ; Pi : phosphore inorganique ; Po : phosphore organique (D'après Kruse et *al.*, 2015).

3 Les formes du phosphore dans le sol

Le P du sol existe sous diverses formes chimiques, y compris le P inorganique (Pi) et le P organique (Po). Ces formes du P diffèrent par leur comportement et leur devenir dans les sols (Hansen et *al.*, 2004 ; Turner et *al.*, 2007).

3.1 Phosphore organique (Po)

Le Po représente généralement 30% à 65% du P total des sols (Harrison, 1987), il existe principalement sous des formes stabilisées comme les phosphates (PO_4^{3-}) et phosphonates d'inositol ($\text{C}_6\text{H}_{15}\text{O}_{15}\text{P}_3$) et des formes actives comme diesters d'orthophosphates (H_3PO_4), (Turner et *al.*, 2002 ; Condrón et *al.*, 2005). Le Po peut être libéré par des processus de minéralisation, ce processus est favorisé par la présence des organismes du sol et les racines des plantes en association. Ces processus sont fortement influencés par l'humidité du sol, la température, les propriétés physico-chimiques de surface et le pH du sol. (Jianbo Shen et *al.*, 2011).

3.2 Phosphore inorganique (Pi)

Le Pi représente généralement 35% à 70% du P total dans le sol (Harrison, 1987). Les minéraux phosphatés primaires, y compris les apatites ($\text{Ca}_5(\text{PO}_4)_3$), la strengite ($\text{FePO}_4 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$) et la variscite ($\text{AlPO}_4 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$), sont très stables, la libération de P biodisponible à partir de ces minéraux par les intempéries est généralement trop lente pour répondre à la demande des cultures. En revanche, les minéraux P secondaires, y compris les phosphates de calcium (Ca), de fer (Fe) et d'aluminium (Al), varient dans leurs taux de dissolution, en fonction de la taille

des particules minérales et du pH du sol (Pierzynski et *al.*, 2005 ; Oelkers et Valsami- Jones, 2008).

4 Acquisition du phosphore par les racines de l'orge en agriculture de conservation

Le P disponible représente la quantité du P total du sol pouvant potentiellement être absorbé par les racines des plantes (Ziadi et *al.*, 2013). Les racines prélèvent uniquement les ions phosphates dissouts dans la solution, qui représentent une très faible part du P total du sol (environ 0,1%).

Il a été démontré que les systèmes racinaires avec poils racinaires absorbaient 78% de plus de P que ceux qui n'en avaient pas (Barley et Rovira, 1970) et que les plantes augmentent la longueur et la densité des poils des racines lorsqu'elles sont en déficit de P (Bates et Lynch, 1996 ; Ma et *al.*, 2001). Les poils de racines nouvellement formés sont des sites d'expression pour les transporteurs de phosphate (Mudge et *al.*, 2002), et ces transporteurs spécialisés opèrent à l'interface racine-rhizosphère en absorbant l'orthophosphate de la solution du sol, le transportant à travers les membranes cellulaires et dans le cytosol des racines (Raghothama, 2005).

5 Le phosphore dans le sol en agriculture de conservation

Les techniques culturales simplifiées et le semis direct sous couvert végétal apparaissent comme des alternatives à même de corriger l'impact négatif des systèmes de production adoptés par les agriculteurs. Elles arrivent à mieux contrôler l'érosion, stocker la matière organique, améliorer l'efficacité hydrique et restructurer le sol sous l'effet d'une meilleure activité biologique (Mrabet, 2000 ; Kribaa et *al.*, 2001).

Plusieurs auteurs indiquent une augmentation de la biodisponibilité du P sous l'effet de l'association pois chiche/blé dur comparativement à leurs monocultures respective en milieu contrôlé (Betencourt et *al.* 2012; Devau et *al.* 2011). De plus, Latati et *al.*, (2014) signalent une augmentation des teneurs en P assimilable dans la rhizosphère du maïs en association avec le niébé par rapports aux monocultures dans l'agrosystème de Sétif. Li et *al.* (2016) constatent aussi une augmentation de la disponibilité du P sous l'effet de l'association maïs/arachide par rapport à leurs monocultures respective.

6 Méthode d'extraction des différentes formes phosphatées dans le sol

6.1 Phosphore total

Le phosphore total s'obtient après une digestion à l'acide perchlorique (HClO₄) à 65%, le rapport sol solution à utiliser est de 1/10, la suspension obtenue doit être chauffée prudemment à différentes températures jusqu'à l'apparition d'une fumée blanche puis diluées au volume de 100ml.

Le dosage du phosphore total se fait au colorimètre à 600 nm après élaboration d'une gamme d'étalon à base de phosphate monopotassique (KH_2PO_4) (Jackson, 1967)

6.2 Phosphore assimilable

Dans cette méthode, l'extraction de l'acide phosphorique se fait avec une solution NaHCO_3 à 0.5M dont le pH est de 8,5. Le rapport sol/solution est de 1/20, la suspension est agitée pendant 30 mn en présence du charbon actif exempt de phosphore, afin d'enlever la coloration des extraits, ce dernier est utilisé dans toutes les méthodes chimiques.

Après filtration les échantillons passent au colorimètre à 600nm, après réduction du complexe phospho-molybdique au chlorure stanneux (SnCl_2). L'intensité de la couleur obtenue est proportionnelle à la concentration en orthophosphate (Boudiaf Nait Kaci, 2014).

6.3 Phosphore soluble

Le phosphore soluble s'obtient après une extraction simple à l'eau distillée dont le rapport sol/eau est de 1/10, puis agiter pendant deux heures. Le dosage se fait aussi par colorimétrie 660nm (Boudiaf Nait Kaci, 2014).

7 Sélection des variétés plus efficaces pour l'acquisition du phosphore

De grands progrès ont été accomplis dans les programmes de sélection végétale traditionnels en Chine en vue de sélectionner des variétés de cultures pour une utilisation efficace du P. Un exemple de génotype efficace est la variété de blé (*Triticum aestivum*). Certains traits génétiques racinaires importants ont été identifiés avec une utilité potentielle dans la sélection de cultures efficaces en P, y compris les exsudats racinaires, les traits des poils racinaires (Gahoonia et Nielsen, 2004 ; Lynch et Brown, 2008). De plus, la capacité d'utiliser des composés P insolubles dans les sols peut être améliorée par l'ingénierie des cultures pour exsuder plus de phytase, ce qui résulte de la surexpression d'un gène de phytase fongique (George et al., 2005).

L'intégration de cultures génétiquement améliorées pour l'acquisition du P dans le système sol-plante est importante pour améliorer l'efficacité de l'utilisation des nutriments et la production agricole durable.

Chapitre 4

La mycorhization

1 Symbiose mycorhizienne

Les plantes vasculaires terrestres sont capables d'établir des symbioses avec de nombreux microorganismes. Ces symbioses sont très répandues dans les différents écosystèmes sur terre, aussi bien dans les zones arides que dans les zones tempérées (Pamiske, 2008). Les associations mycorhiziennes entre un champignon du sol et les racines des plantes sont très répandues puisqu'elles s'établissent avec environ 80 % des taxons végétaux (Brundrett, 2002). Les plantes d'intérêt agronomique forment exclusivement des symbioses avec les champignons endomycorhiziens à arbuscules appartenant à la division des *Glomeromycota* (Brundrett, 2002).

Les hyphes des champignons endomycorhiziens qui émanent de la racine (fig.12) contribuent fortement à augmenter le volume de la rhizosphère qui peut alors être désignée par le terme de « mycorhizosphère » (Jansa *et al.*, 2005). Augmentant ainsi la capture des ressources inaccessibles aux racines non mycorhizées. Ceci est particulièrement important pour les nutriments peu mobiles comme le phosphore (Hinsinger *et al.*, 2011). Alors que la longueur des poils racinaires est d'environ 1 mm, les hyphes des champignons endomycorhiziens peuvent s'étendre jusqu'à plusieurs cm de la surface de la racine (Jakobsen *et al.*, 1992). On peut par ailleurs remarquer que la symbiose endomycorhizienne diminue généralement la croissance des poils racinaires des racines colonisées, bien que cet effet puisse dépendre de l'espèce fongique (Sun et Tang, 2013).

Cependant, cet effet dépressif sur les poils racinaires est largement compensé par la croissance des hyphes qui peut représenter jusqu'à 1 m de filament fongique par mm de longueur de racine (Allen, 2007). De plus, le diamètre très faible des hyphes leur permet de pénétrer dans la porosité fine du sol qui est inaccessible aux poils racinaires et aux racines.

L'association endomycorhizienne modifie fortement les voies d'absorption de P de la plante hôte par la mise en place d'une « voie mycorhizienne » qui peut assurer de 20 à 100% de l'entrée de P_i dans les plantes endomycorhizées (Facelli *et al.*, 2010 ; Smith *et al.*, 2004).

L'efficacité de la symbiose endomycorhizienne dépendra de l'exploration du sol par les hyphes.



Figure 10: l'orge mycorhizé (1), l'orge non mycorhizé (2). (Source 6)

2 Différents types de mycorhizes

2.1 Ectomycorhizes

Les champignons ectomycorhiziens (fig.13) représentent plus de 5000 espèces fongiques (Barker et *al.*, 1998). Ce sont essentiellement des *Ascomycètes* ou des *Basidiomycètes*. Le réseau de Hartig, constitué d'un labyrinthe d'hyphes fongiques s'insinuant entre les cellules racinaires de la partie externe du parenchyme cortical ne pénètre pas dans les cellules de l'hôte, ce qui permet d'identifier cette forme de symbiose entre le champignon et la racine d'association ectomycorhizienne (Franck, 1885 ; Harley et Smith, 1983; Brundrett, 2004).



Figure 11: photo d'ectomycorhize. Les petites racines latérales jaunes, sont entourées de cellules fongiques, les filaments sont le mycélium du champignon qui prospecte le sol. (Brundrett, 2008)

2.2 Endomycorhizes

Ces champignons mycorhiziens (fig.14) développent des hyphes qui pénètrent à l'intérieur des cellules du cortex racinaire, soit sous forme de pelotons d'hyphes intracellulaires, dont les endomycorhizes formées par les *Ericaceae* et par les *Orchidaceae*, soit sous forme d'arbuscules pour former les symbioses mycorhiziennes à arbuscules (Calonne, 2012).

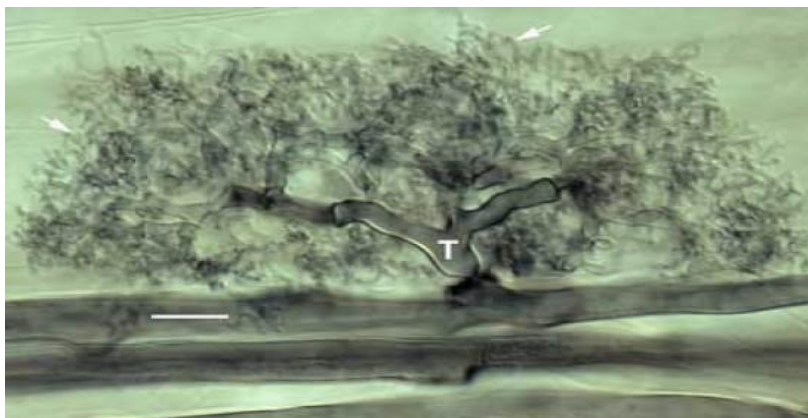


Figure 12: photo d'arbuscule de *Glomus* développé dans une cellule racinaire (Brundrett, 2008).

2.2.1 Endomycorhizes à vésicules et arbuscules

Elles concernent environ 95% des taxons végétaux à mycorhizes et ce type est non visible à l'œil nu. Ils sont associés avec les plantes herbacées et ligneuses, tirent leur nom des structures formées à l'intérieur des cellules rappelant un petit arbre (Ndonga, 2018a).

2.2.2 Endomycorhizes à pelotons d'hyphes cloisonnés

Chez ce type d'endomycorhizes, les hyphes forment des amas dans les cellules corticales et pénètrent à travers la paroi à l'intérieur des cellules du cortex racinaire (fig.15) en repoussant la membrane plasmique (Matumoto, 1996). Dans ce type de mycorhizes, le champignon pénètre dans les cellules de la racine mais forme très rarement un réseau intercellulaire. L'infection se propage directement d'une cellule à l'autre. Lorsqu'un hyphe pénètre dans une cellule du cortex racinaire, elle s'enroule sur elle-même pour former un peloton. Toutefois, contrairement au type mycorhizien précédent, c'est le seul type de formation intracellulaire et elles sont établies dans des cellules actives. (Ndonga, 2018a).

2.3 Ectendomycorhizes

Ce sont des mycorhizes présentant à la fois des structures d'ectomycorhizes et des structures d'endomycorhizes (fig.15). C'est ainsi que chez l'Éricacée *Arbutus unedo*, le champignon forme un manteau, un réseau de Hartig et des pelotons intracellulaires (Münzenberger et *al.*, 1992 ;Ndonga, 2018b).

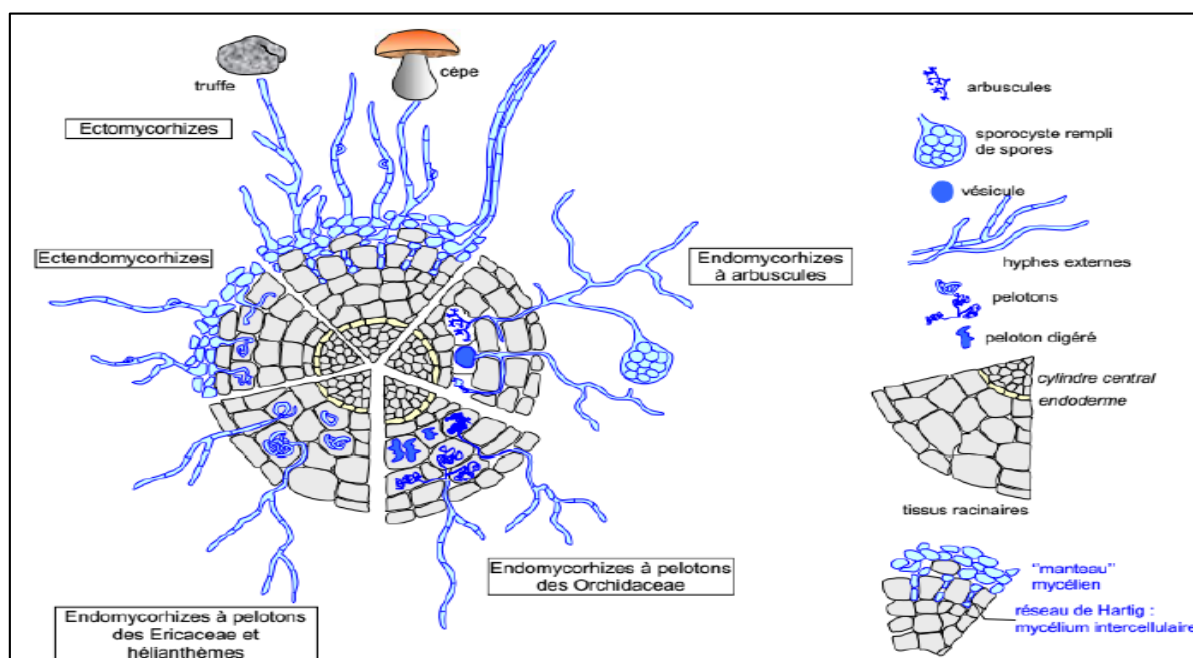


Figure 13: les principaux types mycorhiziens actuels représentés sur une coupe transversale d'une racine modifiée (Le Tacon, 1985 ; Bournine, 2017).

3 Importance de l'association mycorhizienne

L'interaction mycorhizienne se caractérise par un transfert bi-directionnel de nutriments. Les champignons mycorhiziens, en échange du carbone fourni par la plante, améliorent la nutrition hydrique et minérale de la plante, notamment en phosphore et en azote (N). Ces échanges nutritionnels réciproques sont au centre de l'association mycorhizienne et agissent en tant que composants régulateurs assurant le bon fonctionnement de la symbiose (Jakobsen, 1995; Fitter, 2006; Javot et *al.*, 2007).

3.1 Amélioration des rendements

Le système racinaire représente la principale zone d'échange de nutriments et d'eau entre le sol, les microorganismes et les plantes. Dans la zone de sol sous leur influence, appelée rhizosphère, les racines vont très fortement modifier les propriétés physico-chimiques du sol et les communautés d'organismes (Hinsinger et *al.*, 2006). De plus, des associations avec des organismes mutualistes, notamment les champignons mycorhiziens, et les bactéries fixatrices d'azote, influencent fortement les cycles biogéochimiques (Lambers et *al.*, 2009). Les différentes espèces de plantes se distinguent fortement par rapport à leurs associations avec des microorganismes mutualistes et de la rhizosphère, mais aussi par rapport aux traits fonctionnels et à l'architecture (profondeur et densité) de leur système racinaire avec des forts impacts sur le fonctionnement du sol et de l'écosystème dans sa globalité (Bardgett et *al.*, 2014 ; Derrien et *al.*, 2016 ; Mariotte et *al.*, 2018).

Les intérêts de la symbiose mycorhizienne pour les plantes sont nombreux. Le champignon se développe dans les racines mais aussi au niveau extra-racinaire dans le sol. Le nom de mycorhizosphère est attribué à la zone explorée par les deux partenaires (Linderman, 1988). Grâce à son réseau mycélien, le volume de sol exploré par le champignon est bien plus grand que celui parcouru par les racines seules. Il peut donc avoir accès à des ressources supplémentaires en eau et en éléments minéraux qui sont transmis ensuite à la plante hôte au niveau des racines. Le principal avantage pour la plante est donc une meilleure nutrition hydrique et minérale en particulier en phosphate. (Smith & Read, 2008). Les plantes mycorhizées reçoivent du phosphate de la part du champignon et cela se traduit le plus souvent par une augmentation de la biomasse par rapport à des plantes non colonisées.

3.2 Amélioration des propriétés hydrique du sol

Chez toutes les plantes vasculaires terrestres, l'eau nécessaire aux processus vitaux est puisée dans le sol par les racines et la plus grande partie est évaporée (transpirée) dans l'atmosphère à travers les stomates des feuilles après avoir transité par les vaisseaux ligneux des racines, du tronc et des branches sous forme de sève brute. Une très faible proportion

seulement de cette eau est incorporée à la biomasse ou redistribuée dans les différents organes de l'arbre sous forme de sève élaborée (Plassard et *al.*, 2000 ; Mousain, 1989).

La disponibilité de l'eau est le premier facteur de l'environnement qui limite la production. Or, les associations mycorhiziennes, qui impliquent des modifications profondes des caractéristiques structurales et fonctionnelles des racines, sont à priori susceptibles de modifier l'efficacité d'acquisition et d'utilisation de l'eau par les plantes (Harley et Smith, 1983).

3.3 Absorption des éléments minéraux

Le rôle majeur des mycorhizes est le prélèvement et le transport vers la plante des éléments nutritifs très peu mobiles dans le sol, principalement le phosphore (Chen et *al.*, 2007 ; Duponnois et *al.*, 2008).

L'exploration d'un plus grand volume du sol et la possibilité de solubilisation des minéraux primaires par les mycorhizes devraient ainsi permettre une meilleure nutrition phosphatée des plantes (Anino, 1992). Cette amélioration de l'acquisition des nutriments inorganiques par les mycorhizes concerne également N, K, Mg, Na, S, B, Br, Cl, Cu, Cr, Cs, Co, Fe, Mo, Mn, Ni, Si, Zn (Duponnois et *al.*, 2008 ; Burgess et *al.* 1994). Par ailleurs, il a été démontré que les associations mycorhiziennes pouvaient jouer un rôle significatif dans la décomposition et la minéralisation des matières organiques végétales et mobiliser les nutriments au bénéfice de la plante hôte (Singh & Jones, 1976).

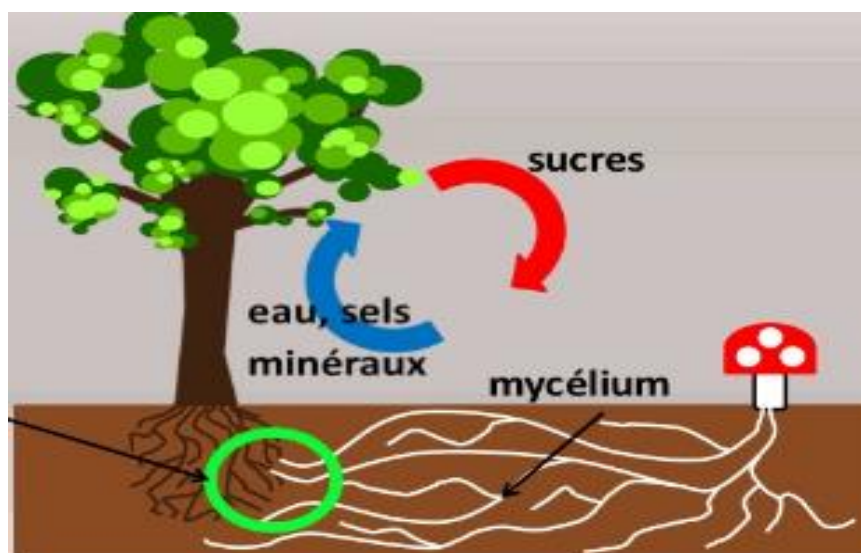


Figure 14: le transfert bidirectionnel des éléments nutritifs entre la plante et champignon mycorhizien. (Source 7)

3.4 Production de substances de croissance

Les hormones végétales assurent la régulation du développement et de la croissance des différents organes de l'arbre comme : l'auxine, la cytokinine, l'acide B-indolacétique (IAA) ou encore les vitamines. Il a été montré que les hormones modifient la morphogenèse du réseau

de Hartig (Gea et *al.*, 1994) et le taux de mycorhization (Gay et *al.*, 1994). Il s'agit plus particulièrement des cytokinines qui, en équilibre avec l'auxine, l'éthylène et les polyamines, contrôlent les corrélations entre organes ainsi que le développement de l'arbre.

La régénération, la ramification et la croissance des racines sont en grande partie régulée par l'auxine produite au niveau des bourgeons et descendant la sève élaborée (Davier, 1993 in Drénou et *al.* 2006).

3.5 Améliorations des propriétés physiques du sol

Les hyphes fongiques ont la propriété d'agir sur les macroagrégats des constituants du sol et donc sur la stabilité du sol (Tisdall et *al.*, 1991). La stabilité des sols est très importante dans la lutte contre l'érosion, la perte des nutriments et de la matière organique par lixiviation, qui entraînent une baisse de la productivité en agriculture (Schreiner et Bethlenfalvay, 1995).

L'enchevêtrement des racines fines et du mycélium fongique joue un rôle physique dans la liaison des microagrégats (diamètre < 250 µm) entre eux pour former des macroagrégats (> 250 µm) stables, la stabilité de ces macroagrégats étant corrélée à la longueur d'hyphes dans le sol (Miller et Jastrow, 1990 ; Tisdall, 1994).

La liaison des microagrégats est due à la production en grande quantité de polysaccharides par le mycélium extraradicaire ; les CMA produisent en effet une glycoprotéine : la glomaline (Wright et Upadhyaya, 1998) qui influence la stabilité du sol et dont la concentration dans les sols dépend de la plante hôte et du champignon associé (Rillig et *al.*, 2002). Cette protéine fongique a été identifiée comme étant un homologue d'une « heat shock protein » qui est une protéine de réponse au stress (Gadkar et Rillig, 2006). Les conditions de stress seraient en effet un facteur influençant la production de glomaline car celle-ci est produite en plus grande quantité lorsque la croissance du mycélium est limitée (Rillig et Steinberg, 2002).

4 Impact de la mycorhization en agriculture de conservation

L'évolution physique et chimique du sol en AC, influe significativement sur la répartition des espèces et sur la balance entre bactéries et champignons par rapport aux systèmes de non labour (Doran, 1980 ; Kladvko, 2001). Ces organismes étant étroitement liés à la fertilité des sols, à la capacité des plantes à prélever les éléments nécessaires à leur développement et aux risques phytosanitaires, ces équilibres sont d'une importance primordiale à la stabilisation de la production (Ishaq, 2017). En semis direct, les champignons dominent de 0-5cm là où les bactéries dominent en labour (Frey et *al.*, 1999).

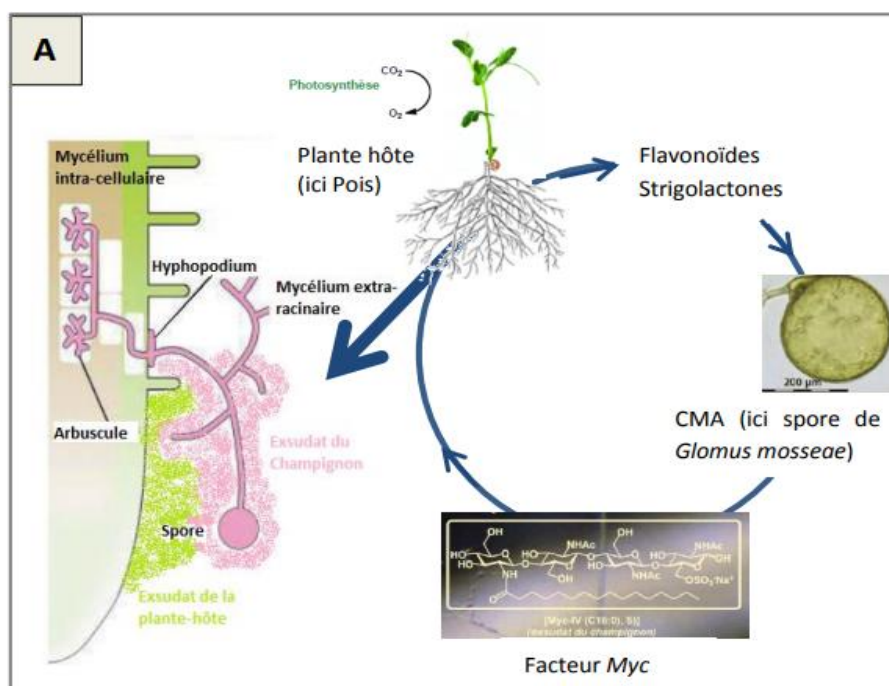
L'AC stimule également la présence de champignons ascomycètes qui dégradent la matière organique fraîche peu récalcitrante et les champignons mycorhiziens (Drijber et *al.*, 2000) en particulier dans les premiers centimètres du sol grâce à la plus forte humidité sous le

mulch et à la non perturbation mécanique (Spedding et *al.*, 2004). La colonisation des racines des plantes par les mycorhizes est alors plus importante en semis direct (McGonigle et *al.*, 1999), favorisant la prospection racinaire et donc leur capacité à capter l'eau et les nutriments, tout en renforçant les défenses naturelles des plantes (Selosse et *al.*, 2004).

5 Colonisation des racines de l'orge par le champignon mycorhizien à arbuscule

5.1 Etablissement de la symbiose mycorhizienne

L'établissement de la symbiose entre la plante et le CMA s'effectue via un échange de signaux moléculaires. La reconnaissance entre le champignon et la plante-hôte met en jeu les exsudats racinaires et fongiques (fig.17A) : les flavonoïdes et les strigolactones, substances chimiques émises par la plante-hôte, vont stimuler l'activité métabolique du champignon (Gavériaux, 2012). Elles vont induire chez le CMA l'expression du gène *Myc* puis de facteurs *Myc*. Ces facteurs *Myc* vont induire des déformations dans les cellules de l'hôte pour l'établissement de la symbiose, ainsi que la croissance des hyphes colonisant les racines. Une spore de champignon germe, le mycélium croît en direction de la racine, et lorsque le champignon perçoit la présence d'une plante hôte, il manifeste une réaction typique de ramification intense des hyphes appelée « branching » (Rivaton, 2016). (fig.17B).



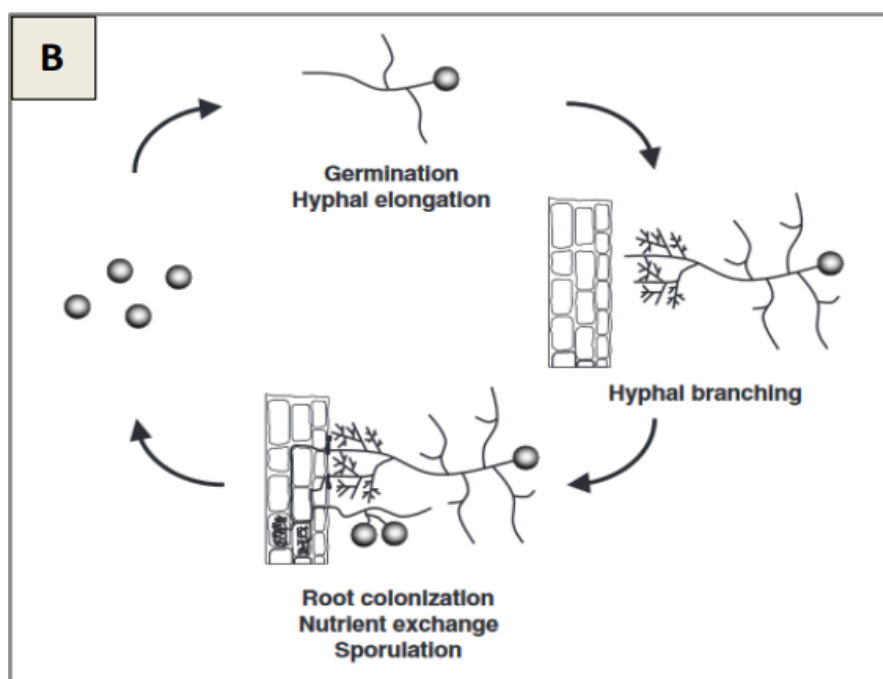


Figure 17: schématisation de l'établissement de la symbiose mycorhizienne (A) et du cycle de vie des CMA ((B), modifié d'après (Akiyama, 2007).

Les hyphes adhèrent ensuite aux parois externes des cellules de la racine, formant un hyphopodium, avant de les perforer en sécrétant des enzymes qui vont détruire la cellulose, les hémicelluloses et les pectines constituant ces dernières. Une fois à l'intérieur de la cellule, les hyphes se ramifient par dichotomie en donnant des hyphes ayant un diamètre de plus en plus petit ; à partir d'un hyphe initial de 10 μm de diamètre, les dernières ramifications peuvent atteindre moins de 1 μm de diamètre. L'ensemble de ces ramifications prend une forme de petit arbre : les arbuscules, lieux des échanges symbiotiques, qui donnent le nom à ces champignons (Gavériaux, 2012 ; Garbaye, 2013).

Les arbuscules sont des structures spécialisées dans le transfert de l'eau et des éléments nutritifs entre le champignon et la plante, pour le phosphore le transfert s'effectue sous forme d'ions orthophosphates via des transporteurs spécialisés insérés dans les membranes cellulaires à l'interface entre la plante et le champignon. Les sucres provenant de la plante sont conduits en sens opposé par des transporteurs d'hexoses qui sont d'autres canaux spécialisés (Karandashov et Bucher, 2005 ; Garbaye, 2013). Après différenciation des structures intraracinaires, le champignon produit des spores à partir de son mycélium extra-racinaire (Akiyama et *al.*, 2007). Tous ces mécanismes de communication moléculaires sont encore peu connus mais la recherche progresse régulièrement grâce notamment aux progrès de la génomique (Garbaye, 2013).

6 La mycorhizosphère de l'orge

La mycorhizosphère est souvent considérée comme une extension de la rhizosphère constituée d'hyposphère (une zone de sol entourée d'hyphes fongiques) où une interaction se produit entre ces deux (Priyadharsini et *al.* 2016).

Les CMA sont des biotrophes obligatoires qui, améliorent l'acquisition de l'eau et des nutriments pour les plantes (fig.18) (Armada et *al.*, 2016 ; Santander et *al.*, 2017). Zhu et coll. (2003), ont démontré l'existence d'une amélioration de l'absorption du phosphore chez l'orge colonisé par le champignon mycorhizien *Glomus intraradices*.

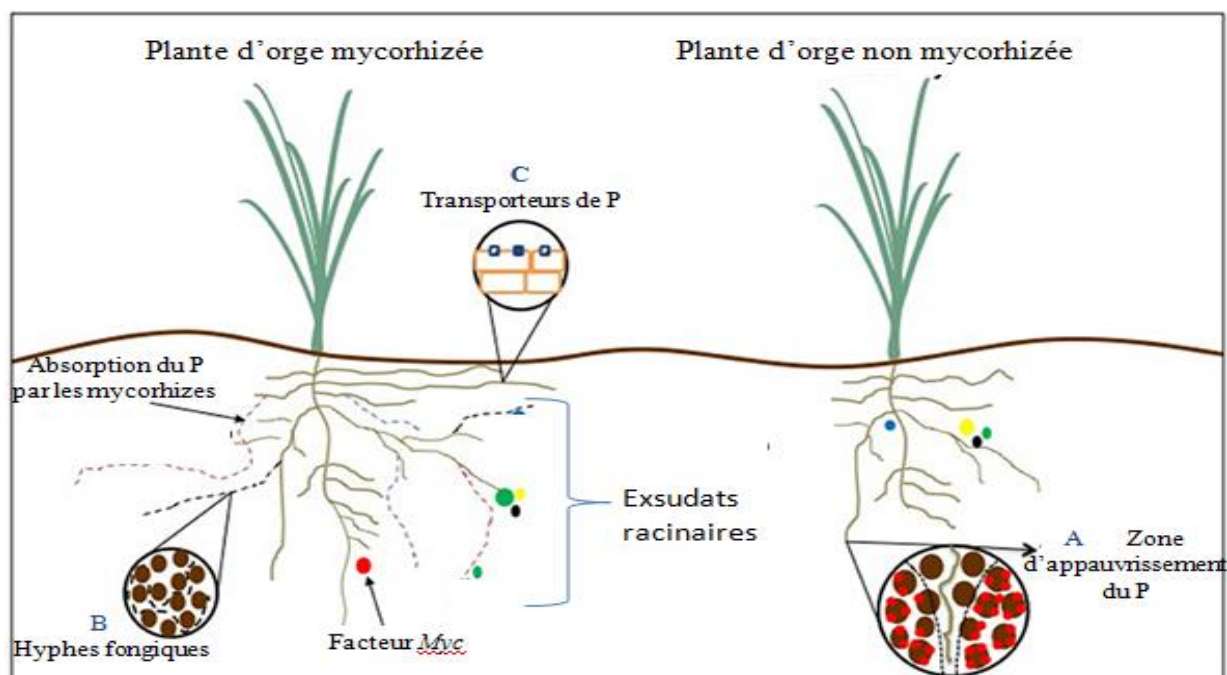


Figure 18: caractéristiques liées à l'efficacité d'acquisition du phosphore des racines de blé et d'orge affectées par la symbiose mycorhizienne arbusculaire par rapport à un homologue non colonisé. (A) Représentation de la zone de déplétion du P autour de la rhizosphère; (B) Accès aux plus petits pores du sol par les hyphes fongiques et (C) la modulation des transporteurs de P végétaux après la colonisation. (Pedro et *al.*,2018)

6.1 Facteurs influençant la biodisponibilité du phosphore dans la mycorhizosphère de l'orge

6.1.1 Architecture racinaire

Le système racinaire de l'orge se compose de deux types de racines. Le premier type est connu sous le nom de racine primaire ou séminale et comprend entre trois et sept racines poussant à partir du plant. Ils ont un diamètre de 0,2 à 0,4 mm et occupent 5 à 10% du volume total des racines des plantes matures. Le deuxième type est celui des racines secondaires, également appelées racines nodales, couronne ou adventives. Ces racines émergent des nœuds à la base de la tige principale et des talles 1 à 3 mois après la germination, et ont un diamètre plus grand (0,3 à 0,7 mm) que les racines primaires (Hoad et *al.*, 2001).

Une variation génétique significative des traits architecturaux racinaires a été trouvée parmi les cultivars de céréales (Kujira et *al.*, 1994 ; Marschener, 1998). Il a été découvert que le nombre de talles avait une corrélation positive avec la densité de la longueur des racines et

le rendement en grains des cultivars de blé cultivés dans des conditions de carence en P (Manske et *al.*, 2000). De plus, Gahoonia et *al.* (1997) ont montré que la présence de poils racinaires augmentait la surface racinaire totale du blé d'hiver de 95 à 341% et de jusqu'à 112 à 245% pour l'orge.

6.1.2 Changements dans les transporteurs du P

En général, les plantes mycorhizées ont deux voies différentes pour l'absorption de P du sol avec différents transporteurs de P impliqués dans les deux. L'absorption directe de P est la voie endogène, qui se produit via l'épiderme des racines et les poils absorbants, tandis que dans la voie mycorhizienne, les hyphes externes sont responsables de l'acquisition de P du milieu et du transport vers les interfaces symbiotiques intracellulaires afin d'engendrer la plante (Grace et *al.*, 2009 ; Smith et *al.*, 2011).

Selon leur fonction, les transporteurs végétaux impliqués dans la voie directe s'expriment principalement dans l'apex racinaire et les poils racinaires et régulée à la baisse dans les régions plus matures. (Gordon-Weeks et *al.*, 2003)

Les transporteurs mycorhiziens sont moins connus en raison de leur nature biotrophique obligatoire, associée au fait qu'ils sont des organismes multinucléaires et hétérocaryotes (Sanders, 1999), ce qui rend difficile l'utilisation des approches génétiques traditionnelles (Maldonado-Mendoza et *al.*, 2001).

La présence des transporteurs du P végétaux inductibles par le CMA, qui sont généralement présents à des niveaux beaucoup plus élevés dans les racines mycorhizées que les racines non mycorhizées (Javot et *al.*, 2007). Ces transporteurs sont responsables de l'échange de P entre les hyphes fongiques et la cellule végétale. Ils ont été trouvés dans toutes les plantes mycorhizées étudiées, quelle que soit leur réponse de croissance à la colonisation, sont principalement exprimés dans les cellules corticales colonisées, en particulier dans les cellules mycorhizé qui sont le lieu des échange de nutriments (Javot et *al.*, 2007). Les gènes mycorhiziens codant pour les transporteurs du P ont été décrits dans les céréales et comprennent les HvPHT1.11 et HvPHT1.8 pour l'orge et TaPHT1.8, TaPHT1.11, TaPHT1.12 et TaPHT1.14 pour le blé (Teng et *al.*, 2017).

6.1.3 Diversité fonctionnelle des CMA

Il est généralement admis qu'il y a peu de spécificité entre les espèces de CMA et les plantes hôtes, et que les racines mycorhizé peuvent être colonisées par plusieurs espèces de CMA en même temps (Smith et *al.*, 2011). L'étude de la diversité fongique associée au blé et à l'orge est globalement rare, seules 131 et cinq séquences de champignons mycorhizien de la base de données Maarj, sont associées au blé et à l'orge respectivement (Öpik et *al.*, 2010).

Une étude analysant les CMA dans les racines de l'orge, a constaté que l'abondance de *Funneliformis spp* étaient associés à des niveaux élevés de P dans le sol, tandis que *Claroideoglomus spp.* avec des niveaux plus faibles de P (Cruz-Paredes et al., 2017).

7 Facteurs influençant la mycorhization de l'orge dans le climat semi-aride

La colonisation des racines par le CMA est également en fonction des variables climatiques. Selon Zhang et al (2016), la colonisation mycorhizienne était directement corrélée aux précipitations. En revanche, Augé et al. (2015), ont constaté que la colonisation par le CMA augmentait dans des conditions de limitation de l'eau. Concernant l'effet de la température, il a été démontré que la colonisation par le CMA était plus élevée à 20°C qu'à 12°C (Monteur et al., 2000). Cependant, les réponses des CMA à une augmentation ou à une diminution de la température semblent varier selon les espèces végétales hôtes (Heinemeyer et al., 2004).

L'établissement de la symbiose pourrait être influencé par les propriétés du sol telles que la texture (Carrenho et al.,2007), le pH (Sivakumar,2013), la concentration en carbonate de calcium (CaCO_3) (Sivakumar et al.,2013), la teneur en matière organique (Hammer et al.,2011) et les minéraux tels que l'azote et le phosphore, et certains d'entre eux sont modifiées par une augmentation de la température (Pregitzer et King, 2011) et une diminution de l'humidité du sol (Farooq et al.,2012) en raison d'une faible pluviométrie.

L'effet combiné des caractéristiques physico-chimiques du sol sur la colonisation par les CMA des racines des céréales, en particulier de l'orge, n'est pas encore clairement élucidé. À l'heure actuelle, seules quelques études ont rapporté l'effet combiné des paramètres du sol et du climat sur la symbiose mycorhizienne (He et al., 2016).

8 Quantification de la colonisation racinaire par les CMA

8.1 Coloration des fragments de racines d'orge

La coloration des racines de l'orge au bleu Trypan 0.05% se fait après leurs traitements par une solution d'hydroxyde de potassium (KOH à 10 %) à 90°C pendant 30 à 40 minutes et un rinçage abondant à l'eau courante pour éliminer l'excès du KOH, avec un passage dans un bain d'acide lactique à 10 % pendant 3 à 4 minutes (Phillips et Hayman, 1970). (fig.19)



Figure 19: coloration des échantillons racinaires. (Hamza, 2014)

Les fragments racinaires de l'orge après coloration doivent être placés entre lames et lamelles et observés au microscope optique (Gx10) (fig.20). Ainsi les structures fongiques observées à l'endroit de l'intersection de l'axe de l'objectif et le fragment racinaire peuvent être quantifiées (McGonigle et al. 1990)

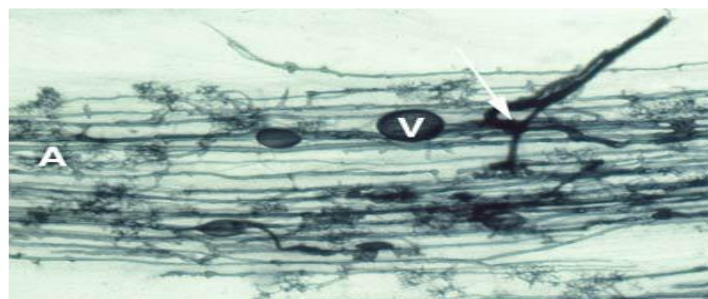


Figure 20: le champignon apparaît coloré en bleu, V:Vésicule, A: Arbuscule, La flèche montre un hyphes de champignon entrant dans la racine. (Source 8)

8.2 Méthode de quantification de la colonisation mychorizienne

Estimation de la colonisation mycorhizienne selon la méthode (Trouvelot et *al.*, 1986).

- a. Pour chaque échantillon 15 fragments de racine doivent être placés entre lames et lamelles; préparer deux lames (30 fragments de racine au total).
- b. Observation de ces fragments au microscope afin d'estimer le niveau de colonisation mycorhizien et l'abondance des arbuscules pour chaque fragment de racine suivant la gamme de classes indiquée dans les figures: (fig.20), (fig.21).
- c. Calcul des paramètres suivants :

Fréquence des mycorhizes dans le système racinaire (F%)

$F\% = (\text{nombre de fragments mycorhizés} / \text{nombre total de fragments}) * 100$

Intensité de la colonisation mycorhizienne dans le système racinaire (M%)

$M\% = (95n_5 + 70n_4 + 30n_3 + 5n_2 + n_1) / (\text{nombre total})$

où n_5 = nombre de fragments notés 5; n_4 = nombre de fragments 4 etc...

Intensité de la colonisation mycorhizienne dans les fragments de racines (m%)

$m\% = M * (\text{nb total}) / (\text{nombre mycorhize})$

Abondance d'arbuscules dans les parties mycorhiziennes des fragments de racines (a%)

$a\% = (100mA_3 + 50mA_2 + 10mA_1) / 100$

Où mA_3 , mA_2 , mA_1 sont le% de m , notés A_3 , A_2 , A_1 , respectivement,

avec $mA_3 = ((95n_5A_3 + 70n_4A_3 + 30n_3A_3 + 5n_2A_3 + n_1A_3) / \text{nombre de mycorhizes}) * 100 / m$ et de même pour A_2 et A_1 .

Abondance des arbuscules dans le système racinaire (A%)

$A\% = a * (M / 100)$

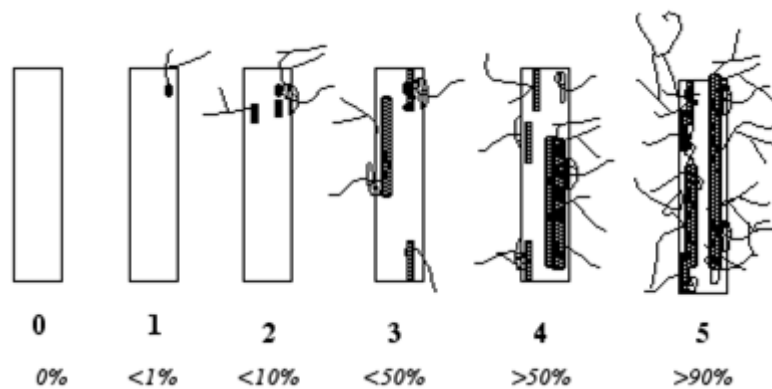


Figure 21 : notation de la colonisation mycorhizienne en classe de 0 à 5

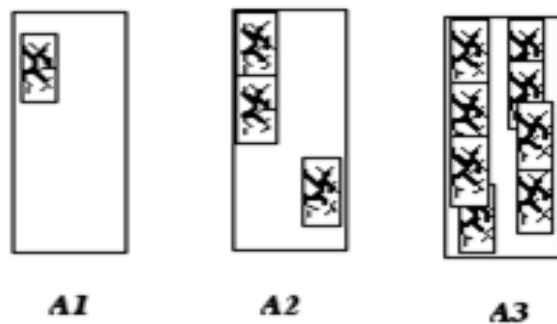


Figure 22 : notation d'abondance arbusculaire (A0: Aucun arbuscule, A1: Quelques arbuscules, A2: Arbuscules frequants, A3; Arbuscules abondant)

Conclusion

Conclusion

L'application de l'agriculture de conservation dans la région semi-aride, est une nouvelle approche qui vise à améliorer la production céréalière dans ces zones, qui rencontre de nombreuses contraintes agronomiques à savoir la fragilité des sols et le stress hydrique.

Selon cette approche l'augmentation des rendements de l'orge peut se faire grâce aux techniques de semis direct, d'insertion des légumineuses dans les systèmes de culture et la couverture permanente des sols. En effet, ces techniques d'agriculture de conservation améliorent les propriétés du sol, qui résulte de la préservation de sa structure, de son enrichissement en matière organique et en éléments nutritifs.

Le phosphore est l'un des nutriments les plus importants au développement des plantes et le plus complexe dans le sol. Sa biodisponibilité dans le sol, nécessite plusieurs mécanismes qui peuvent être gérés par plusieurs pratiques agricoles. La stimulation et la préservation des CMA est l'une des résultantes les plus importantes du semis direct sur les propriétés biologiques des sols. L'importance de ces CMA réside dans leurs rôles à augmenter la capacité d'absorption de l'eau et du phosphore, en développant un réseau de filaments qui explorent le sol.

Les plantes et les champignons s'associent, au travers des relations rhizosphériques, symbiotiques, modifient considérablement la quantité de P que la plante est capable d'acquérir tout au long de sa croissance (biodisponibilité).

Cependant de nombreuses études sur la modification de la structure des racines, la stimulation des activités biologiques du sol et la Gestion du phosphore dans le continuum sol-rhizosphère-plantes doivent être effectuées pour arriver à un résultat sur l'assimilation de ce dernier par l'orge dans le climat semi arides.

Perspectives d'avenir

L'orge présente une croissance et une réponse positive en présence du P dans le sol en réalisant une symbiose mycorhizienne. Il pourrait y avoir des facteurs impliqués dans l'efficacité d'acquisition du phosphore. La question est complexe en raison des nombreux facteurs impliqués: le génotype des plantes et la diversité fonctionnelle fongique, ainsi que leur compatibilité mutuelle, les conditions variables du sol ou la gestion agricole doivent être étudiés.

En effet, le fait est qu'une grande partie des recherches menées sur l'interaction entre les céréales cultivées et les champignons mycorhiziens n'a impliqué qu'un groupe limité d'espèces de champignons. En outre, il existe peu d'informations disponibles concernant l'effet de la colonisation de différents taxons fongiques et de différents génotypes d'orge sur la morphologie des racines, le développement, le modèle d'exsudation et les interactions avec les champignons.

Il est largement admis que les plantes mycorhizées ont accès à des sources peu disponibles plus efficacement que les plantes non colonisées, mais les mécanismes par lesquels elles fonctionnent au champ ne sont pas bien compris (Smith et *al.*, 2015).

Etudier l'effet de la biodiversité fongique sur les cultures céréalières afin de déterminer l'impact de la mycorhization sur les mécanismes d'absorption et leur rôle dans la biodisponibilité du phosphore dans les sols des régions semi- arides pour améliorer la production céréalière en valorisant les ressources naturelles.

Il serait important d'établir un suivi de l'effet de la mycorhization sur les différents stades physiologiques de l'orge, ainsi sur la qualité de la production céréalière.

Exploiter des techniques isotopiques, spectroscopiques et moléculaires couplées à de nouvelles conceptions expérimentales afin de déterminer l'interaction génotype environnement.

*Références
Bibliographiques*

1. **Akiyama K., (2007).** Chemical identification and functional analysis of apocarotenoids involved in the development of arbuscular mycorrhizal symbiosis. *Bioscience biotechnology and biochemistry*, 71(6): pp 1405- 1414.
2. **Alaoui S.B. (2003).** Conduite technique de l'orge. Production de fourrage à partir de céréales cultivées seules ou mélangées avec les légumineuses. Techniques de production des principales cultures fourragères en Bour et en irrigué. Session de formation au profit des techniciens et ingénieurs de l'ORMVA des Doukkala. Décembre 2003.
3. **Allen M.F., (2007).** Mycorrhizal fungi: highways for water and nutrients in arid soils. *Vadose Zone Journal* 6,pp 291-297.
4. **ANINO, E.O., 1992.** Natural ecto-mycorrhiza of *Acacia mangium*. *Nitrogen Fixing Tree Res. Reports* 10, 96 p. Asai, T. (1934). Über das Vorkommen und die Bedeutung der Wurzelpilze in den Landpflanzen. *Japanese Journal of Botany*, 7 : 107-150.
5. **Armada, E., López-Castillo, O., Roldán, A., et Azcón, R. (2016).** Potentiel des inoculums mycorrhiziens pour améliorer la croissance, la nutrition et les activités enzymatiques de *Retama sphaerocarpa* par rapport à la fertilisation chimique dans des conditions de sécheresse. *J. Soil Sci. Plant Nutr* . 16, 380–399.
6. **Atarés, P. (2006).** Semis direct dans la vallée moyenne de l'Ebre: Résumé des résultats et analyse économique. *Options Méditerranéennes. Série A: Séminaires Méditerranéens (CIHEAM)*.
7. **Augé RM, Toler HD, Saxton AM.(2015).** La symbiose mycorrhizienne arbusculaire modifie la conductance stomatique des plantes hôtes plus en période de sécheresse que dans des conditions abondamment arrosées: une méta-analyse. *Mycorhize*. p 13–24.
8. **Bardgett R.D., Mommer L., De Vries F.T., (2014).** Going Underground: Root Traits as Drivers of Ecosystem Processes. *Trends in Ecology & Evolution* 29 (12):pp 692–699.
9. **Bartehelemy P. et Boisgontier D., (1990).** “Peut – on supprimer le labour? ” Ed. Ciheam, *Options méditerranéennes*, pp: 78-84.
10. **Barther M, 2006: in SOUILAH N, (2009) :** Diversité de 13 génotype d'orge (*Hordeum vulgare* L.) et 13 génotype de blé (*Triticum aestivum* L.) étude des caractères de production et d'adaptation, mémoire de magister en biologie végétale, université Mantouri de Constantine 2009 165p.
11. **Belaid D. (1996).** Aspect de la céréaliculture algérienn. *Office des Publications Universitaires, Alger* pp207-217.
12. **Belaid D. (2015).** Le semis-direct, une opportunité de développement. Communication au Séminaire International « Systèmes de Production en Zones Semi-arides. Diversité

Agronomique et Systèmes de Cultures ». Université Mohamed Boudiaf, M'sila. 04 et 05 Novembre 2015. 6p.

13. **Benider, C. (2018)**. Performances de l'association céréales-légumineuses en systèmes fourragers des régions semi-arides (Doctoral dissertation).
14. **Benlaribi M., (1990)**- Adaptation au déficit hydrique chez le blé dur (*Triticum durum* Desf.) : Etude des caractères morphologiques et physiologiques. Thèse de Doctorat d'Etat, I.S.N.- Université de Constantine, 164p.
15. **Bessaoud, O., Pellissier, J. P., Rolland, J. P. & Khechimi, W. (2019)**. Rapport de synthèse sur l'agriculture en Algérie.
16. **Betencourt E., Duputel M., Colomb B., Desclaux D., Hinsinger P., (2012)**. Intercropping promotes the ability of durum wheat and chickpea to increase rhizosphere phosphorus availability in low P soil. *Soil Biol Biochem.* 46:21–33.
17. **Blaudez D., Botton B., Chalot M., (2000)**. Effects of heavy metals on nitrogen uptake by *Paxillus involutus* and mycorrhizal birch seedlings. *FEMS Microbiology Ecology*, 33:61-67.
18. **Boudiaf Nait Kaci M., (2014)**. Biodisponibilité du phosphore dans la rhizosphère de *Olea europaea*. Thèse de doct. UMMTO, 319p.
19. **Boulal H., Zaghouane O., EL Mourid M. et Rezgui S., 2007**. Guide pratique de la conduite des céréales d'automne (blés et orge) dans le Maghreb (Algérie, Maroc, Tunisie). Ed. TIGC, INRA, ICARDA, Algérie, 176p.
20. **Bournine (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) 9p.
21. **Bousslama M. and Schapaugh W. T. (1984)**, Stress tolerance in soybean. I: Evaluation of three screening techniques for heat and drought tolerance. *Crop Science*, 24: pp933-937.
22. **Boussen, H., Ben Salem, M., Slama, A. & Rezgui S. (2009)**. Évaluation de la tolérance au stress hydrique de quelques lignées de blé dur (*Triticum durum* Desf.). *Annales de l'INRAT*, 82: pp7-29.
23. **Bouzerzour H, Mahnane S (2006)** : Une association pour une agriculture de conservation sur les hautes plaines orientales semi-arides d'Algérie. p109-111
24. **Bouzerzour, H. (1983)**. Soil disturbance and residue management effects on soil temperature, soil water and winter wheat growth and yield. MS Thesis, University of Nebraska Lincoln, 80 pp.

25. **Bouzerzour, H. (1990).** The adaptation characteristics of barley for the high plains of Setif (No. 95-011641. CIMMYT.).
26. **Briggs, D. E. (1998).** Malts and malting. London, Springer.
27. **Brundrett M.C., (2002).** Coevolution of roots and mycorrhizas of land plants. *New Phytologist* 154,pp 275- 304.
28. **Brundrett, M.C.,(2008).** Mycorrhizal Associations: The Web Resource. <http://mycorrhizas.info/vam.htm>.
29. **BURGESS T., DELL B. AND MALAJCZUK N., 1994.** Variation in mycorrhizal development and growth stimulation by 20 *Pisolithus* isolates inoculated onto *Eucalyptus grandis*. *New Phytologist*, 127: 731-739.
30. **Calonne M., (2012).** Impact des hydrocarbures aromatiques polycycliques sur le métabolisme lipidique et le transport du phosphore chez le champignon mycorrhizien à arbuscules *Rhizophagus irregularis* (Doctoral dissertation). p 9.
31. **Camille M., (1980) :** Céréales .Phytotechnie spéciale bases scientifiques et techniques de la production des principales espèces de grande culture en France. Maison rustique,PARIS ,1980. 318p.
32. **Caroline Marcon, Frank Hochholdinger, Anja Paschold (2013):** Genetic Control of Root Organogenesis in Cereals, p 70.
33. **Carrenho R, Trufem SFB, Bononi VLR, Silva ES. (2007).** L'effet des différentes propriétés du sol sur la colonisation mycorrhizienne arbusculaire des peaux, du sorgho et du maïs. *Acta Bot Bras.* p 723–730.
34. **Ceccarelli S. etGrando S., (1992)-** Selection environment and environmental sensivity in barley. *Euphytica*; 57:pp 157-167.
35. **Chadefaud et Emberger (1960) :** Chadefaud M. et Emberger L., 1960- Traité de botanique. Systématique. Les végétaux vasculaires par L. Emberger. Fasciculé Masson et Cie. Tome II, 753p.
36. **Chevrier A. et Barbier S., (2001).** “Performances économiques et environnementales des techniques agricoles de conservation des sols création d’un référentiel et premier résultat. <http://www.ec.europa.eu / environnement / pdf/ mbonnet-annex3>.
37. **Ciha, A.J. (1982).** Yield and yield components of four spring wheat cultivars grown under three tillage systems. *Agron. J.*, 74 : 317-320.

38. **Cochran, V.L. Elliot, L.F. et Papendick, R.I. (1982).** Effect of crop residue management and tillage on water use efficiency and yield of winter wheat. *Agron. J.*, 74 : 929-932.
39. **Coio, Y (1957)** U.S. Department of Agriculture: Official Grain Standards of the United States, S.49. Washington: U.S. Government Printing Office pp269-270.
40. **Condrón LM, Turner BL, Cade-Menun BJ (2005)** Chemistry and dynamics of soil organic phosphorus. In Sims JT, Sharpley AN, eds, *Phosphorus: Agriculture and the Environment*. American Society of Agronomy, Crop Science Society of America, Soil Science Society of America, Inc., Madison, WI, pp 87–121.
41. **Cordell D ,Drangert JO ,Blanc S (2009)** L'histoire du phosphore: sécurité alimentaire mondiale et matière à réflexion . *Glob Environ Change* 19 : 292 – 305.
42. **Craig Scanlan,(2015)** : Diagnosing potassium deficiency in barley.p88-90.
43. **Cruz-Paredes, C., López-García, Á., Rubæk, G. H., Hovmand, M. F., Sørensen, P., and Kjølter, R. (2017).** Risk assessment of replacing conventional P fertilizers with biomass ash: residual effects on plant yield, nutrition, cadmium accumulation and mycorrhizal status. *Sci. Total Environ.* p 1168–1176.
44. **Davies F.T., J.R., R.G., Linderman (1993).**Drought resistance of mycorrhizal pepper plants independent of leaf P concentration-response in gas exchange and water relations *Physiologia Plantarum*,87:pp 45-53.
45. **Dekkiche, N., Ait abdellah-Djennadi, F., Ghalem-Djender, Z., Oumdjane, K. & Zaghouane-Boufenar, F. (2010).**Cultures et coûts de production des grandes cultures.ITGC, El-Harrach, Alger, 96p.
46. **Dekkiche, N., Ait abdellah-Djennadi, F., Ghalem-Djender, Z., Oumdjane, K. & Zaghouane-Boufenar, F. (2010).** Cultures et coûts de production des grandes cultures.ITGC, El-Harrach, Alger, 96p.
47. **Derrien D., Dignac M.F., Basile-Doelsch I., Barot S., Cécillon L., Chenu C., Chevallier T., et al., (2016).** Stocker du C dans les sols: quels mécanismes, quelles pratiques agricoles, quels indicateurs? *Étude et Gestion des Sols*. *Etude et Gestion des Sols* 23:pp 193-223.
48. **Devau N., Hinsinger P., Le Cadre E., Gerard F. (2011).** Root induced processes controlling phosphate availability in soils with contrasted P-fertilized treatments. *Plant Soil*. 348:203-218.
49. **Doran, J.W., (1980).** Soil Microbial and Biochemical Changes Associated with Reduced Tillage. *Soil Science Society of America Journal*, 44, 765–771 Kladivko, E.J., 2001. Tillage systems and soil ecology. *Soil Tillage Research*, 61,pp 61–76.

50. **Drénou C., Bonneau M., Charnet F., Cruiziat P., Frochot H., Garbaye J et al., (2006).** Les racines face cachée des arbres. Ed. Institut pour le développement Forestier, Service d'Utilité Forestière du centre National Professionnel de Propriété Forestière, Paris, 335 p.
51. **Drijber, R.A., Doran, J.W., Parkhurst, A.M., Lyon, D.J., (2000).** Changes in soil microbial community structure with tillage under long-term wheat-fallow management. *Soil Biology & Biochemistry*, 32,pp 1419–1430.
52. **DUPONNOIS R., BÂ A.M., PRIN Y., BAUDOIN E., GALIANA A. AND DREYFUS B. 2008.** Laboratoire des Symbioses Tropicales et Méditerranéennes (LSTM). Campus International de Baillarguet. Montpellier. France.
53. **Facelli E., Smith S.E., Facelli J.M., Christophersen H.M., Smith F.A., (2010).** Underground friends or enemies: model plants help to unravel direct and indirect effects of arbuscular mycorrhizal fungi on plant competition. *New Phytologist* 185,pp 1050-1061.
54. **FAO, (2020) :** <http://www.fao.org/01/0/ah864f/ah864f00.htm>. 2020.
55. **FAO. (2012) :** <http://www.fao.org/01/0/ah864f/ah864f00.htm>. 2013.
56. **FAO. (2016) :** <http://www.fao.org/01/0/ah864f/ah864f00.htm>. 2020.
57. **Farooq M, Hussain M, Wahid A, Siddique KHM (2012).** Stress de sécheresse dans les plantes: un aperçu. Dans: Aroca R. *Plant Responses to Drought Stress*. Berlin, Heidelberg: Springer.
58. **Feillet P., (2000).** Le grain de blé. Composition et utilisation. Mieux comprendre. INRA. ISSN: 1144- 7605. ISBN: 2- 73806 0896- 8. 308p.
59. **Fellah A., Benmahammed A., Djekoun A.et Bouzerzour H., (2002) :**Sélection pour améliorer la tolérance au stress abiotique chez le blé dur (*Triticum drums Desf.*) .Actes de l'IAV Hassan II, (Maroc) 22,pp 161-170.
60. **Fenster, C.R. et Peterson, G.A. (1979).** Effects of No-tillage fallow as compared to conventional tillage in a wheat-fallow system. Research bulletin 289. Agricultural Experiment Station, Institute of Agriculture and Natural Resources, University of Nebraska, 28 pp.
61. **Fernandez, G.C.J. (1992).** Effective selection criteria for assessing plant stress tolerance. In: C.G. Kuo (Ed) *Adaptation of food crops to temperature and water stress. Proceeding of the international Symposium on adaptation of vegetables and other food crops in temperature and water stress*. Taiwan, 13-16 Aug. Chapter 25,pp 257-270.
62. **Fischer R. A. & Maurer R.C. (1978).**Drought resistance in spring wheat cultivars. Part 1: Grain yield response. *Australian Journal of Agricultural Research*, 29;pp 897-912.

63. **Freeman, P. L., & Palmer, G. H. (1984).** The structure of the pericarp and testa of barley. *Journal of the Institute of Brewing*, 90(2), pp88-94.
64. **Frey, S.D., Elliott, E.T., Paustian, K., (1999).** Bacterial and fungal abundance and biomass in conventional and no-tillage agroecosystems along two climatic gradients. *Soil Biology & Biochemistry*, 31,pp 573–585.
65. **Gadkar V, Rillig MC, (2006).** The arbuscular mycorrhizal fungal protein glomalin is a putative homolog of heat shock protein 60. *FEMS Microbiology Letters* 263:pp 93-101.
66. **Gahoonia, T. S., Care, D., and Nielsen, N. E. (1997).** Root hairs and phosphorus acquisition of wheat and barley cultivars. *Plant Soil* p, 181–188.
67. **Garbaye J., (2013).** La symbiose mycorhizienne, une association entre les plantes et les champignons. Ed. Quae, Versailles, 251 p.
68. **Gavériaux J.P., (2012).** Les *Glomeromycota* – Mycorhizes VAM et *Geosiphon pyriformis* (Kützing) Wettstein, *Bull. Soc. Mycol. Nord Fr.*, n°92, pp 1-17.
69. **Gavuzzi, P., Rizza, F., Palumbo, M., Campaline, R. G., Ricciardi, G.L. and B. Borghi, B. (1997).** Evaluation of field and laboratory predictors of drought and heat tolerance in winter cereals *Canadian Journal of Plant Science*, 77:p 523-531.
70. **Gay G., Normand L., Marmeisse R., sotta B., Debaud J.C., (1994).** Auxin over producer mutants of *Hebeloma cylindrosporum* Romagnesi has increased mycorrhizal activity. *New phytol.*128 :pp 659-670.
71. **Gea L., Normand L., Vian B., et al., (1994).** Structural aspects of ectomycorrhiza of *Pinus pinaster* formed by an IAA overproducer mutant of *Hebeloma cylindrosporum* Romagnési. *New phytologist*, 128 :pp 659-670.
72. **Gilbert N (2009)** Environnement: l'élément nutritif en voie de disparition .*Nature* 461 : 716 – 718. Raghothama KG(1999) Acquisition de phosphate . *Annu Rev Plant Physiol Plant Mol Biol* 50 :pp 665 – 693.
73. **Gordon-Weeks, R., Tong, Y., Davies, T. G., and Leggewie, G. (2003).** Restricted spatial expression of a high-affinity phosphate transporter in potato roots. *J. Cell Sci.* p 3135–3144.
74. **Grace, E. J., Cotsaftis, O., Tester, M., Smith, F. A., and Smith, S. E. (2009).** Arbuscular mycorrhizal inhibition of growth in barley cannot be attributed to extent of colonization, fungal phosphorus uptake or effects on expression of plant phosphate transporter genes. *New Phytol.* p, 938–949.
75. **Grando S., Macpherson H. G. (2006):** Food Barley: Importance, uses and local knowledge.

76. **Grillot.,** (1959. La classification des orges cultivées. Au. Am. Plantes, 4 : pp446-486.
77. **Hachi, I., Akrib, K., & Arslane, S. (2005).** Caractérisation de la proline, indicateur de stress hydrique chez le blé dur (*Triticum durum* Desf) en zone méditerranéenne (Doctoral dissertation, Université Mohamed BOUDIAF de M'Sila).
78. **Hamdan, L. (2010).** Caractérisation de la communauté fongique impliquée dans la minéralisation du soufre organique dans les rhizosphères de colza et d'orge (Doctoral dissertation).
79. **Hamli, S., Labhilili, M., Kadi, K., Addad, D. and Bouzerzour, H. (2018).** Heat Shock Effects on Physiological Parameters Durum Wheat Seedlings and Relationships with Stress Tolerance Indices. In : Kallel A., Ksibi M., Ben Dhia H., Khélifi N. (Ed) Recent Advances in Environmental Science from the Euro-Mediterranean and Surrounding Regions. EMCEI 2017. Advances in Science, Technology & Innovation (IEREK Interdisciplinary Series for Sustainable Development). Springer, Cham, pp 1333-1335.
80. **Hammer EC, Nasr H, Wallander H (2011).** Effets de différents matériaux organiques et minéraux nutritifs sur la croissance des champignons mycorhiziens arbusculaires dans une zone sèche saline méditerranéenne. *Soil Biol Biochem.* p 2332-2337.
81. **Hamza Nabila,(2014):** Application des mycorhizes arbusculaires en culture maraîchère cas de la pastèque (*Citrullus lanatus*). p 27.
82. **Hanchane M., (1998) :** Estimation des risques climatiques en fonction de la date de semis de l'orge au Maroc. Précipitations et cultures céréalières dans le Centre-ouest du Maroc. In : Méditerranée : 88 (1). pp 51-58.
83. **Hanchane, M. (2009).** Simulation de l'effet de la date de semis sur la satisfaction des besoins en eau de l'orge par le modèle CERES en climat semi-aride marocain. *Science et changements planétaires/Sécheresse*, 20(4),pp 354-359.
84. **Hansen JC, Cade-Menun BJ, Strawn DG (2004)** Phosphorus speciation in manure-amended alkaline soils. *J Environ Qual* 33:pp 1521–1527.
85. **Harrison AF (1987)** Soil Organic Phosphorus—A Review of World Literature. CAB International, Wallingford, Oxon, UK, 257p.
86. **Hazmoune T., (2006) –** Le semis profond comme palliatif à la sécheresse. Rôle de la coléoptile dans la levée et conséquences sur les composantes du rendement. Thèse docteur d'état. Univ Constantine ; 168p.
87. **He F, Tang M, Zhong SL, Yang R, Huang L, Zhang HQ.(2016).** Effets du sol et des facteurs climatiques sur les champignons mycorhiziens arbusculaires dans le sol de la

rhizosphère sous *Robinia pseudoacacia* dans le plateau du Loess, Chine. *Eur J Soil Sci* p 847–856.

88. **Heinemeyer A, ajusteur AH. Impact de la température sur la symbiose mycorhizienne arbusculaire (2004) :** réponses de croissance de la plante hôte et de son partenaire fongique *AM. J Exp Bot.* p 525–534.
89. **Heneen, W. K. (2010).** Cytogenetics and Molecular Cytogenetics of Barley: A Model Cereal Crop with a Large Genome. In *Barley* pp. 112–121.
90. **Hinsinger P., Brauman A., Devau N., Gerard F., Jourdan C., Laclau J.P., Le Cadre E., Jaillard B., Plassard C., (2011).** Acquisition of phosphorus and other poorly mobile nutrients by roots. Where do plant nutrition models fail? *Plant and Soil* 348, pp 29-61.
91. **Hinsinger P., Plassard C., Jaillard B., (2006).** Rhizosphere: A New Frontier for Soil Biogeochemistry. *Journal of Geochemical Exploration* 88 (1–3):pp 210–213.
92. **Hoad, SP, Russell, G., Lucas, ME et Bingham, IJ (2001).** La gestion des systèmes racinaires du blé, de l'orge et de l'avoine. *Adv. Agron* p 193–246.
93. **Höije, A., M. Gröndahl, K. Tømmerraas and P. Gatenholm (2005).** "Isolation and characterization of physicochemical and material properties of arabinoxylans from barley husks." *Carbohydrate Polymers* 61(3): pp 266-275.
94. **Hossain, A.B.S., Sears, A.G., Cox, T. S. and Paulsen, G.M. (1990).** Desiccation tolerance and its relationship to assimilate partitioning in winter wheat. *Crop Science*, 30:pp 622-627.
95. **Ishaq, S.L., (2017).** Plant-microbial interactions in agriculture and the use of farming systems to improve diversity and productivity. *AIMS Microbiology*, 3, pp 335–353.
96. **Jackson, M. L. 1967.** Soil chemical analysis. New Delhi, India: Prentice Hall of India.
97. **Jakobsen I. (1995).** Transport of phosphorus and carbon in VA mycorrhizas. Dans: Varma A., Hock B. (eds) *Mycorrhiza Structure, Function, Molecular Biology and Biotechnology*. Springer-Verlag, Allemagne, pp 297-325.
98. **Jakobsen I., Abbott L.K., Robson A.D., (1992).** External hyphae of vesicular arbuscular mycorrhizal fungi associated with *Trifolium subterraneum* L. 1.2. Hyphal transport of P32 over defined distances. *New Phytologist* 120, pp 509-516.
99. **Jansa J, Wiemken A, Frossard E. (2006).** The effects of agricultural practices on arbuscular mycorrhizal fungi. *Geol. Soc. Lond. Spec. Publ.*, 266, pp. 89-105.

100. **Jansa J., Mozafar A., Frossard E., (2005).** Phosphorus acquisition strategies within arbuscular mycorrhizal fungal community of a single field site. *Plant and Soil* 276,pp 163-176.
101. **Javot H., Penmetsa R.V., Terzagui N., Cook D.R., Harrison M.J. (2007).** A *Medicago truncatula* phosphate transporter indispensable for the arbuscular mycorrhizal symbiosis. *PNAS* 104:pp 1720-1725.
102. **Javot, H., Pumplin, N., and Harrison, M. J. (2007).** Phosphate in the arbuscular mycorrhizal symbiosis: transport properties and regulatory roles. *Plant Cell Environ.* p 310-322.
103. **Jianbo Shen, Lixing Yuan, Junling Zhang, Haigang Li, Zhaohai Bai, Xinping Chen, Weifeng Zhang, Fusuo Zhang Published July (2011).** Phosphorus Dynamics: From Soil to Plant pp 111-1752.
104. **Jing J., Rui Y., Zhang F., Rengel Z., Shen J., (2010).** Localized application of phosphorus and ammonium improves growth of maize seedlings by stimulating root proliferation and rhizosphere acidification. *Field Crops Research* 119,pp 355-364.
105. **Juergens, L.A., Young, D.L., Schillinger, W.F. et Hinman, H.R. (2004).** Economics of alternative no-till spring crop rotations in Washington's wheat-fallow region. *Agron. J.*, 96: 154-158.
106. **Karandashov V. et Bucher M., (2005).** Symbiotic phosphate transport in arbuscular mycorrhizas. *Trends in Plant Science*, 10, n°1 pp 22-29.
107. **Kassam A., Friedrich T. et Derpsch R., (2010).** Conservation agriculture in the 21st century: a paradigm of sustainable agriculture. *European Congress on Conservation Agriculture*, Madrid, Spain, 2010 : 1 – 46.
108. **Kheyar M.O., Amara M. et Harrad F., (2007).** La mécanisation de la céréaliculture algérienne : constat et perspectives. *Annales de l'Institut National Agronomique- ElHarrach*, Vol.28 Numéro 1 et 2, 2007 :pp 95 - 111.
109. **Klein, J.D., Mufradi, I., Cohen, S., Hebbe, Y., Asido, S., Dolgin, B. et Bonil, D.J. (2002).** Establishment of wheat seedlings after early sowing and germination in an arid Mediterranean environment. *Agron. J.*, 94 : 585-893.
110. **Kribaa, M., Hallaire, V., Curmi, P. et Lahmar, R. (2001).** Effects of various cultivation methods on the structure and hydraulic soil properties in semi-arid climate. *Soil & Tillage Research*, 60 : 43-53.
111. **Kribaa, M., Hallaire, V., Curmi, P. et Lahmar, R. (2001).** Effects of various cultivation methods on the structure and hydraulic soil properties in semi-arid climate. *Soil & Tillage Research*, 60 : 43-53.

112. **Kruse, J., Abraham, M., Amelung, W., Baum, C., Bol, R., Kühn, O., Lewandowski, H., Niederberger, J., Oelmann, Y., Rieger, C., Santner, J., Siebers, M., Siebers, N., Spohn, M., Vestergren, J., Vogts, A. & Leinweber, P. (2015).** Innovative methods in soil phosphorus research: A review. *Journal of Plant Nutrition and Soil Science*, 178, pp 43–88.
113. **Kujira, Y., Grove, J. H., and Ronzelli, P. (1994).** Varietal differences of root systems in winter-wheat seedlings. *Jap. J. Crop Sci.* p 524–530.
114. **Lambers H., Mougel C., Jaillard B., Hinsinger P., (2009).** Plant-Microbe-Soil Interactions in the Rhizosphere: An Evolutionary Perspective. *Plant and Soil* 321 (1–2):pp 83–115.
115. **Latati M., Blavet D., Alkama N., Laoufi H., Drevon J.J., Gérard F., Pansu M., Ounane S.M. (2014).** The intercropping cowpea–maize improves soil phosphorus availability and maize yields in an alkaline soil. *Plant Soil.* 85:181–191.
116. **Laure Gaufichon, Jean-Louis Prioul, Bernard Bachelier, (2010).** Quelles sont les perspectives d’amélioration génétique de plantes cultivées tolérantes à la sécheresse ? 29p.
117. **Le Tacon F. (1985).** INRA Nancy- La Recherche n° 166 mai.
118. **Li B., Li Y.Y., Wu H.M., Zhang F.F., Li C.J., Li X.X., Lambers H., Li L. (2016).** Root exudates drive interspecific facilitation by enhancing nodulation and N₂ fixation. *Proceed Nat Ac Sci.* 113: 6496–6501.
119. **Lin, C.S., Binns M.R. and Lefkovitch L.P. (1986).** Stability analysis: where do we stand?. *Crop Science*, 26:pp 894-900.
120. **Linderman RG. (1988).** Mycorrhizal interactions with the rhizosphere microflora: the mycorrhizosphere effect. *Phytopathology* 78:pp 366–371.
121. **Mäder P., Edenhofer S., Boller T., Wiemken A. and Niggli U., (2000).** Arbuscular mycorrhizae in a long-term field trial comparing low-input (‘organic’, ‘biological’) and high-input (‘conventional’) farming systems in a crop rotation. *Biology & Fertility of Soils*, 31, pp 150-156.
122. **Madic, M., Paunovic, A., Djurovic, D., Knezevic, D. and Tanaskovic, S. (2012).** Breeding barley (*Hordeum vulgare* L.) for abiotic and biotic limiting factors. Third International Scientific Symposium “Agrosym Jahorina 2012”, 6p.
123. **Madjida, Chekhma, Zahra, H. F., & Yasmine, A. I. B. (2020).** Monoculture et culture en association (Céréales-légumineuses): Fertilisation minérale et biologique (Doctoral dissertation, Université Mohamed Boudiaf-M’sila).

124. **Maldonado-Mendoza, I. E., Dewbre, G. R., and Harrison, M. J. (2001).** A phosphate transporter gene from the extra-radical mycelium of an arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus intraradices* is regulated in response to phosphate in the environment. *Mol. Plant Microbe Interact.* p 1140–1148.
125. **Manske, G. G. B., Ortiz-Monasterio, J. I., Van Ginkel, M., González, R. M., Rajaram, S., Molina, E., et al. (2000).** Traits associated with improved P-uptake efficiency in CIMMYT's semidwarf spring bread wheat grown on an acid Andisol in Mexico. *Plant Soil*, p 189–204.
126. **Mariotte P., Mehrabi Z., Bezemer T.M., De Deyn G.B., Kulmatiski A., Drigo B., Veen G.F.(Ciska), van der Heijden M.G.A., Kardol P., (2018).** Plant–Soil Feedback: Bridging Natural and Agricultural Sciences. *Trends in Ecology & Evolution* 33 (2):pp 129–142.
127. **Marschener, H. (1998).** Role of root growth, arbuscular mycorrhiza, and root exudates for the efficiency in nutrient acquisition. *F. Crop. Res.* p 203–207.
128. **Martel, Y. A., & Zizka, J. (1977).** Effet de l'addition de soufre a une fertilisation de n, p et k sur les rendements et la qualite de l'orge cultivee en serre. *Canadian Journal of Plant Science*, 57(2),pp 597-606.
129. **MATUMOTO P., (1996).** Rôle des phosphatases dans l'utilisation du phosphore organique par les champignons ectomycorhiziens et leurs associations avec le Pin laricio de Corse. Influence des surfaces adsorbantes sur l'activité des phosphatases. Thèse doctorat, Montpellier : École Nationale Supérieure Agronomique. p18.
130. **McGonigle, T.P., Miller, M.H., Young, D., (1999).** Mycorrhizae, crop growth, and crop phosphorus nutrition in maize-soybean rotations given various tillage treatments. *Plant Soil*, 210,pp 33–42.
131. **Medejerab, A., & Henia, L. (2011).** Variations spatio-temporelles de la sécheresse climatique en Algérie nord-occidentale. *Courrier du savoir*, 11,pp 71-79.
132. **Miller RM, Jastrow JD, (1990).** Hierarchy of root and mycorrhizal fungal interactions with soil aggregation. *Soil Biology and Biochemistry* 22: 579-584.
133. **Monteur AH, Heinemeyer A, Staddon PL (2000).** L'impact du CO₂ élevé et du changement climatique mondial sur les mycorhizes arbusculaires: une approche mycocentrique. *Nouveau Phytol.* p 179-187.
134. **Mossab, M. (2007).** Contribution à l'étude de l'exploitation à double fin de l'orge *Hordeum vulgare* L. en zones semi-arides d'altitude (Doctoral dissertation, INA).

135. **Mousain M., (1989).** Étude de la nutrition phosphatée de symbiotes ectomycorhiziens. Thèse de Doctorat d'État en Sciences, Montpellier. Université des Sciences et Techniques du Languedoc.
136. **Mrabet, R. (2000).** Differential response of wheat to tillage management systems in a semi-arid area of Morocco. *Field Crop Research*, 66 : 165-174.
137. **Mrabet, R. (2000).** Differential response of wheat to tillage management systems in a semi-arid area of Morocco. *Field Crop Research*, 66 : 165-174.
138. **Mrabet, R. (2006).** Soil quality and carbon sequestration: Impacts of no-tillage systems. *Options Méditerranéennes*, 69, 43-55. HUSSON J., La suppression du labour: Conséquences sur les exploitations céréalières de l'Oise. Mémoire de fin d'étude, ISAB, 1997, 95 p + annexes.
139. **Muñoz-Amatriaín M., Cuesta-Marcos A., Endelman J.B., Comadran J., Bonman J.M., Bockelman H.E., Chao S., Russel J., Waugh R., Hayes P.M., Muehlbauer G.J., (2014).**-The USDA Barley Core Collection: Genetic Diversity, Population Structure, and Potential for Genome-Wide Association Studies. *PLoS ONE* p 145-158.
140. **Münzenberber B., Kottke I., Oberwinkler F.(1992).** Ultrastructural investigations of *Arbutus unedo*-*Laccaria amethystea* mycorrhiza synthesized in vitro. — *Trees*, vol. 7, 1992, pp 40-47
141. **Ndonda, A. (2018a).** Évaluations agronomiques des champignons mycorhiziens locaux sur la productivité du manioc (*manihot esculenta crantz*) en sols dégradés des jachères herbeuses à kisangani/rd Congo (Doctoral dissertation).pp 25-30.
142. **Ndonda, A. (2018b).** Évaluations agronomiques des champignons mycorhiziens locaux sur la productivité du manioc (*manihot esculenta crantz*) en sols dégradés des jachères herbeuses à kisangani/rd Congo (Doctoral dissertation).41p.
143. **Oehl F., Sieverding E., Ineichen K., Mäder P., Boller T., Wiemken A., (2003).** Impact of land use intensity on the species diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in agroecosystems of central Europe, *Applied and Environmental Microbiology*, 69 (5), pp 2816-2824.
144. **Oelkers EH ,Valsami-Jones E (2008).**Réactivité des minéraux phosphatés et durabilité mondiale .*Éléments* 4 :pp 83 – 87.
145. **ONFAA,(2015).** Observatoire National des filières Agricoles et Agroalimentaires, Le commerce international des céréales, Bilan de la campagne céréalière 2014/2015, pp3-5.

146. **Öpik, M., Vanatoa, A., Vanatoa, E., Moora, M., Davison, J., Kalwij, J. M., Zobel, M., et al. (2010).** The online database MaarjAM reveals global and ecosystemic distribution patterns in arbuscular mycorrhizal fungi (*Glomeromycota*). *New Phytol.* p 223–241.
147. **Papathanasiou, F., Dordas, C., Gekas, F., Pankou, C., ElissavetNinou, E., Mylonas, L., Tsantarmas, K., Sistanis, L., Sinapidou, E., Lithourgidis, A., Petrevskaa, J. K., Papadopoulou, I., Zouliamisa, P., Kargiotidou, A. and Tokatlidis, I. (2015).** The use of stress tolerance indices for the selection of tolerant inbred lines and their correspondent hybrids under normal and water-stress conditions. *Procedia Environmental Sciences*, 29:pp 274 – 275.
148. **Pedro Campos, Fernando Borie, Pablo Cornejo, Juan A. López-Ráez, Álvaro López-García et Alex Seguel,(2018):** Phosphorus Acquisition Efficiency Related to Root Traits: Is Mycorrhizal Symbiosis a Key Factor to Wheat and Barley Cropping? P85
149. **Phillips JM., Hayman DS., (1970).** Improved procedures for clearing and staining parasitic and esicular±arbuscularmycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. *Transactions of the British Mycological Society.*
150. **Pierzynski, G. M., McDowell, R. W., & Thomas Sims, J. (2005).** Chemistry, cycling, and potential movement of inorganic phosphorus in soils. *Phosphorus: Agriculture and the environment*, 46,pp 51-86.
151. **Plassard C., Rigou L., Mignard E., Arvieu J.-C., Remy J.-C. (2000).** Influence of ectomycorrhizal infection on the rhizosphere pH around roots of maritime pine (*Pinus pinaster* Soland. in Ait.). — *New Phytol.*, vol. 130, pp 141-147.
152. **Prats H., (1960)** - Vers une classification des graminées. *Revue d'Agrostologie Bull. Soc Bot. France*: pp32-79.
153. **Pregitzer K, King J (2005).** Effets de la température du sol sur l'absorption des nutriments. Dans: BassiriRad H. *Acquisition de nutriments par les plantes. Etudes écologiques (analyse et synthèse)*. Berlin, Heidelberg: Springer; Volume 181.
154. **Priyadharsini, P., Rojamala, K., Ravi, R. K., Muthuraja, R., Nagaraj, K., & Muthukumar, T. (2016).** Mycorrhizosphere: The extended rhizosphere and its significance. In D. Choudhary, A. Varma, & N. Tuteja (Eds.), *Plant-microbe interaction: An approach to sustainable agriculture*.
155. **Rasmusson D.C., (1987).** Barley crop. An SSA/ASA Monograph series number 56. Madison, Eds ASA. 250p.
156. **Rejeb, M.N. et Ben Salem, M. (1993).** Les divers mécanismes d'adaptation à la sécheresse chez les végétaux supérieurs, cas du blé et du caroubier. *Bull. Soc. Sci. Nat. Tunisie*, 22 : pp 49-52.

157. **Rillig MC, Steinberg PD, (2002).** Glomalin production by an arbuscular mycorrhizal fungus: a mechanism of habitat modification? *Soil Biology and Biochemistry* 34:pp 1371-1374.
158. **Rillig MC, Wright SF, Eviner VT. 2002.** The role of arbuscular mycorrhizal fungi and glomalin in soil aggregation: comparing effect of five plant species. *Plant and Soil* 238:pp 325-333.
159. **Rivaton, D. (2016).** Étude des champignons mycorrhiziens arbusculaires des sols en systèmes de grandes cultures biologiques sans élevage: application à la nutrition phosphatée. *Sciences du Vivant*. 3p.
160. **Robert M., Capillon A., Raunet M (2004) :** Les techniques culturales sans labour : historique et enjeux. Colloque culturelle sans labour : impactes culturales sans labour. Communication du colloque du 31 Mars 2004pp2-11.
161. **Roger P Wise et Roger P Wise, (2009):** Comparative Transcriptional Profiling Established the Awn as the Major Photosynthetic Organ of the Barley Spike While the Lemma and the Palea Primarily Protect the Seed, p 248.
162. **Rosielle, A.A. and Hamblin,J. (1981).** Theoretical aspects of selection for yield in stress and non-stress environment. *Crop Science*, 21:pp 943-946.
163. **Runavot, J. L. (2011).** Maltage à faible hydratation: dégradation des structures pariétales, diffusion et modification des protéines aleuroniques et caractérisation des barrières hydrophobes cuticulaires (Doctoral dissertation, Université de Nantes).
164. **Saber, N. et Mrabet, R. (2002).** Impact of no tillage and crop sequence on selected soil quality attributes of a vertic calcixeroll soil in Morocco. *Agronomie*, 22 : 451-459.
165. **Sanders, I. R. (1999).** Evolutionary genetics: no sex please, we're fungi. *Nature*. p 737-739.
166. **Santander, C., Aroca, R., Ruiz-Lozano, JM, Olave, J., Cartes, P., et Borie, F. (2017).** Effets de la mycorhize arbusculaire sur les performances des plantes sous stress osmotique. *mycorhize*. p 639–657.
167. **Schreiner RP, Bethlenfalvay GJ, (1995).** Mycorrhizal interactions in sustainable agriculture. *Critical Reviews in Biotechnology* 15:pp 271-285.
168. **Seguy L., Bouzinac S. et Maronzzi C., (2001).** “Système de culture et dynamique de la matière Organique”. <http://agroecologie.cirad.fr/postlsfr.pdf>.

169. **Selosse, M.A., Baudoin, E., Vandenkoornhuyse, P., (2004).**Symbiotic microorganisms, a key for ecological success and protection of plants. *Comptes Rendus Biologies*, 327,pp 639–648.
170. **SINGH B.B. AND JONES J.P., 1976.** Effect of liming on phosphate sorption by acid soils. *J. Soil Sci.* 41: 165-175.
171. **Sivakumar N (2013).** Effet des facteurs édaphiques et de la variation saisonnière sur la densité des spores et la colonisation des racines des champignons mycorrhiziens à arbuscules dans les champs de canne à sucre. *Ann Microbiol.* p 151-160.
172. **Smith S.E., Smith F.A., Jakobsen I., (2004).** Functional diversity in arbuscular mycorrhizal (AM) symbioses: the contribution of the mycorrhizal P uptake pathway is not correlated with mycorrhizal responses in growth or total P uptake. *New Phytologist* 162,pp 511-524.
173. **Smith SE, Read DJ. (2008).** *Mycorrhizal Symbiosis* (AP London, Ed.). New York.
174. **Smith, S. E., Jakobsen, I., Grønlund, M., and Smith, F. A. (2011).** Roles of arbuscular mycorrhizas in plant phosphorus nutrition: interactions between pathways of phosphorus uptake in arbuscular mycorrhizal roots have important implications for understanding and manipulating plant phosphorus acquisition. *Plant Physiol.* p 1050–1057.
175. **Soltner D., (2005).** Les grandes productions végétales. Céréales. Collection sciences et techniques agricoles. 20^è édition. Paris. France, pp 21-55.
176. **Soltner D., (2005).** Les grandes productions végétales. Céréales. Collection sciences et techniques agricoles. 20^è édition. Paris. France, pp 21-55.
177. **Spedding, T.A., Hamel, C., Mehuys, G.R., Madramootoo, C.A., (2004).** Soil microbial dynamics in maize-growing soil under different tillage and residue management systems. *Soil Biology & Biochemistry*, 36,pp 499–512.
178. **Sriman N D., Ankit T., Vinay K P., Ghanshyam V S., (2018):** Effect of nitrogen levels and its time of application on growth parameters of barley (*Hordeum vulgare L.*). *Journal of Pharmacognosy and Phytochemistry*: 7(1).pp 333-338.
179. **Sun X.G., Tang M., (2013).** Effect of arbuscular mycorrhizal fungi inoculation on root traits and root volatile organic compound emissions of *Sorghum bicolor*. *South African Journal of Botany* 88,pp 373- 379.
180. **Tellah S (2005).** Etude du comportement de 19 génotypes d'orges (*Hordeum vulgare L*) dans les conditions de la Mitidja. *Rev. Céréaliculture* 45, 12p.

181. **Teng, W., Zhao, Y.-Y., Zhao, X.-Q., He, X., Ma, W.-Y., Deng, Y., et al. (2017).** Genome-wide identification, characterization, and expression analysis of PHT1 phosphate transporters in wheat. *Front. Plant Sci.* p 1–14.
182. **Tisdall JM, (1991).** Fungal hyphae and structural stability of soil. *Australian Journal of Soil Research* 29:pp 729-743.
183. **Tisdall JM, (1994).** Possible role of soil microorganisms in aggregation in soils. *Plant and Soil* 159:pp 115-121.
184. **Trouvelot A, Kough JL, Gianinazzi-Pearson V (1986),** Mesure du taux de mycorhization VA d'un système racinaire. Recherche de méthodes d'estimation ayant une signification fonctionnelle. In: physiology and genetics aspects of mycorrhizae. Gianinazzi-Pearson V et Gianinazzi S (Eds), 1st ESM, INRA Press, Paris, 217-221 p.
185. **Turner BL, Papházy MJ, Haygarth PM, McKelvie ID (2002)** Inositol phosphates in the environment. *Philos Trans R Soc Lond B Biol Sci* 357:pp 449–469.
186. **Turner BL, Richardson AE, Mullaney EJ (2007)** Inositol Phosphates: Linking Agriculture and the Environment. CAB International, Wallingford, UK, p 304.
187. **Turner, N.C. (1979).** Drought resistance and adaptation to water deficits in crops plants. Dans : *Stress Physiology in Crop Plants*, Mussell, H. et Staples, R.C. (éds). Wiley Intersciences, New York, pp 303- 372.
188. **Watson C.A., Atkinson D., Gosling P., Jackson L. Rayns F.W., (2002).** Managing soil fertility in organic farming systems. *Soil Use & Management*, 18, pp 239–247.
189. **Whan, B.R., Anderson, W.K., Gilmour, R.F., Regan, K.L. et Turner, N.C. (1991).** A role for physiology in breeding for improved wheat yield under drought stress. Dans : *Physiology Breeding of Winter Cereals for Stressed Mediterranean Environments*. Les Colloques de l'INRA, 55 :p 179-194.
190. **Wilhelm, W.W., Mielke, L.N. et Fenster, C.R. (1982).** Root development of winter wheat as related to tillage practice in Western Nebraska. *Agron. J.*, 74 : 85-88.
191. **Wright SF, Upadhyaya A, (1998).** A survey of soils for aggregates stability and glomalin, a glycoprotein produced by hyphae of arbuscular mycorrhizal fungi. *Plant and Soil* 198:pp 97- 107.
192. **Zaghouane O., (2009).** Agriculture de conservation : concepts et principes. Fichier Power Point. Atelier d'étude sur l'agriculture de conservation, ITMAS Sétif, 2009.

193. **Zaghouane O., Abdellaoui Z., Houassine D.(2006)** : Quelles perspectives pour l'agriculture de conservation dans les zones céréalières en conditions algériennes? pp183-188.
194. **Zhang J, Wang F, Che R, Wang P, Liu H, Ji B (2016)**. Les précipitations façonnent les communautés de champignons mycorhiziens arbusculaires dans la steppe alpine tibétaine. p 298-302.
195. **Zhu et coll (2003)**. Efficacité du phosphore et réponses de l'orge (*Hordeum vulgare* L.) aux champignons mycorhiziens arbusculaires cultivés dans des sols très calcaires. *Mycorrhiza*, p13- 93.
196. **Ziadi, N., Whalen, J.K., Messiga, A.J. & Morel, C. (2013)**. Assessment and modeling of soil available phosphorus in sustainable cropping systems. *Advances in Agronomy*, 122,pp 85-126.

RECOURCES WEB :

- Source (1): <https://lizzieharper.co.uk/image/barley-hordeum-vulgare/>
- Source (2) : <http://www.fermentation.free.fr/origine.htm>
- Source (3) : <https://www.agric.wa.gov.au/mycrop/diagnosing-nitrogen-deficiency-barley>
- Source (4) : <https://www.sciencephoto.com/media/109307/view>
- Source (5) : <https://www.agric.wa.gov.au/mycrop/diagnosing-nitrogen-deficiency-barley>
- Source (6): <https://www.agric.wa.gov.au/mycrop/diagnosing-nitrogen-deficiency-barley>
- Source (7): <https://cmi-ipa.rplasson.fr/index.php/2018/01/09/la-mycorhization-futuristenaturellement/>
- Source (8) : <http://mycorrhizas.info/>