

République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
Université SAAD DAHLEB - Blida 1 -
Faculté Des Sciences de la Nature et de la Vie
Département de Biotechnologie



MÉMOIRE

En Vue de l'obtention du Diplôme de Master 2 en Science de la Nature et de la Vie
Spécialité : Biotechnologie et valorisation des plantes

**Evaluation des potentialités biostimulantes de quelques isolats de
Trichodermaspp. et des isolats *mycorhiziens* sur une culture sous serre de
l'orge (*Hordeumvulgare* L.)**

Soutenu le : 14/ 09/ 2020

Par :

SALMI Imen

Devant le jury composé de :

Mr ABED A. MCBUSDB Président

Melle Saddek D. Dr INPV Examinatrice

Mme MOUMENE S. MCA USD Promotrice

Promotion 2019/2020

Remerciement :

Je tiens à remercier très vivement Mme moumen saida pour son honnêteté, sa rigueur, sa générosité, son savoir, son aide précieuse, ses critiques constructives et aussi pour l'honneur qu'elle m'a fait en acceptant de m'encadrer et de mener ce travail à terme. Qu'elle trouve ici

L'expression de mon profond et sincère respect.

Je tiens à remercier chaleureusement Mr Abad de me avoir fait l'honneur de présider le jurés de cette thèse. je le remercie pour sa compréhension. Trouvez ici l'expression de notre profonde gratitude.

Mes vifs remerciements également à Melle Sadek Dounia à d'avoir accepté de juger et d'examiner ce travail.

Je remercie également l'ensemble des doctorants qui ont toujours été bienveillants à mon égard.

Surtout le doctorant Amine, doctorante Safia et doctorant Lilia pour l'aide compétente qu'ils m'ont apportée et pour leurs encouragements.

Mon profond remerciement mes parents, qui m'ont toujours soutenue moralement et financièrement durant ces longues années set qui ont su me transmettre des valeurs qui font ce que je suis aujourd'hui. sans qui je ne serai surement pas ici .

Un grand merci à mes oncles Moussa, Belkassem , mes frères et ma Seurre pour leur soutien au quotidien et leurs mots de Réconfort.

Merci à mes meilleurs amies Tima, Aya ,Ghofrane Hassnaa ,Feriele et Nerimene j'ai passé un très bon moment.

Je n'oublierai pas de remercier également mes collègues Yasser, Merieme ,Hanane ,Noure Elhouda et Houria pour l'ambiance et les bons moments passés en leur compagnie.

Enfin, je tiens également à remercier toutes les personnes qui ont participé de près ou de loin à la réalisation de ce travail.

MERCI.

Résumé :

Cette présente étude est basée sur l'étude de l'effet d'utilisation de 16 isolats endémiques de *Trichoderma* spp. et 6 types de sols mycorhizés prélevés de différentes parcelles locales sur la culture de l'orge en pots et sous serre.

Les premiers inoculants fongiques ont été préparés sous forme de suspensions conidiennes de 3×10^7 Spores /ml et ont été appliqués séparément par incorporation dans le substrat stérilisé contenu dans les pots pour réaliser le semis des grains d'orge.

Les résultats ont montré une variabilité sur la stimulation de croissance et, la résistance à l'infection. L'isolat «T11» s'avère le plus puissant stimulateur de la germination (55.00 %), de la hauteur (42 cm), de la biomasse verte (1.2033g). et du rendement en grains (2.800).

Les seconds inoculants mycorhiziens associés au substrat stérile ont enregistré une stimulation très importante de tous les paramètres de croissance, de la production en grains secs et de la colonisation mycorhizienne des plants cultivés. Le type de sol mycorhizé «HA» associé au sol stérile s'avère un potentiel stimulant de la croissance (37.33cm), du rendement en grains (3.056) , de la colonisation mycorhizienne (80%) et des mécanismes de défense aux infections des grains (0.00).

Mots clé : Biostimulation ,*Hordeum vulgare*, sols mycorhizés, *Trichoderma* spp ,mycorhization.

الملخص

الملخص :

هذه الدراسة تعتمد على دراسة على دراسة تأثير تطبيق 16 عزلة محلية من **Trichoderma** و6 أنواع من التربة الفطرية و التي جمعت من مناطق محلية مختلفة على زراعة الشعير . اللقاحات الفطرية الاولى تم تحضيرها على شكل معلق كونيدي تم تطبيقها بشكل منفصل عن طريق دمجها في الركيزة المعقمة الموجودة في الأصص من اجل زرع بذور الشعير.

النتائج أظهرت تباين في تحفيز نمو النباتات ومقاومة العدوى العزلة T11 كانت الأكثر تحفيزا لمعيار الإنبات(55%) الطول(42 سم) الكتلة الطازجة الخضراء (1.2033 غ) ومحتوى البذور (2.800)

اللقاحات الثانية الفطرية المرتبطة بالركيزة المعقمة سجلت تحفيزا جد مهم لجميع معايير النمو محصول الحبوب الاستعمار الفطري للنباتات المزروعة.

التربة الفطرية ذات النوع HA والمرتبطة بالركيزة المعقمة لها القدرة على تحفيز النمو (37.33) سم محصول الحبوب (3.056) الاستعمار الفطري (80%) واليات الدفاع ضد عدوى الحبوب (0.000)

الكلمات الدالة : التحفيز البيولوجي, الشعير, trichoderma, التربة الفطرية, الاستعمار الفطري.

Abstract

This present study is based on the study of the effect of using 16 endemic isolates of *Trichoderma* spp. and 6 types of mycorrhizal soils taken from different local plots on barley growing in pots and in greenhouses.

The first fungal inoculants were prepared in the form of conidial suspensions of 3×10^7 Spores/ml and were applied separately by incorporation into the sterilized substrate contained in the pots to carry out the sowing of barley grains.

The results showed variability in growth stimulation and resistance to infection. The "T11" isolate appears the most potent stimulator of germination (55%), height (42cm), green biomass (1.2033g) and seed yield (2.800).

The second mycorrhizal inoculants associated with the sterilized substrate recorded a very significant stimulation of all the growth parameters, the production, dry grains yield and of the mycorrhizal colonization of plants. The mycorrhizal soil "HA" in combination with sterile soil confirm the potential effect of stimulation on growth (37.33cm), yield (3.056), mycorrhizal colonization 80% and defence mechanisms against grain infections (0.00).

Key words: Biostimulation, *Hordeumvulgare*, mycorrhizal soils, Mycorrhization, *Trichodermaspp.*

Table des matières

Remerciement 01

Résumé 02

Table des matières 03

Liste des tableaux 04

Liste des figures. 05

Introduction 01

1.Chapitre 1 synthèse bibliographique 03

1.1.Généralités sur la culture d’orge 03

1.1.1.Historique et origine 03

1.1.2.Taxonomie et description botanique 03

1.1.3.Cycle de développement..... 03

1.1.4.Situation de la culture 06

1.1.5.Les variétés d’orge cultivées en Algérie..... 07

1.1.6.Situation phytosanitaire 07

1.1.7.Résistance abiotique 08

1.2 Les champignons mycorhiziens 08

1.2.1.Historique..... 08

1.2.2.Les types de mycorhizes 08

1.2.3. Classification des champignons mycorhiziens à arbuscules 10

1.2.4.Cycle de développement de la symbiose mycorhizienne arbusculaire..... 11

1.2.5.La colonisation des racines par le CMA 12

1.2.6.Ecologie des champignons mycorhiziens

Table des matières

arbusculaires	13
1.2.7. Importance des champignons mycorhiziens à arbuscules.....	14
1.3. Aperçu sur le Genre et espèces de <i>Trichoderma</i>	16
1.3.1. Historique.....	16
1.3.2 Taxonomie	16
1.3.3. Morphologie	18
1.3.4.Ecologie :.....	19
1.3.5.Utilisation de <i>Trichoderma</i>	20
1.3.6.Mécanismes d'action de <i>Trichoderma</i>	21
Chapitre 2 : matériels et méthodes.....	23
2.1. Présentation et l'objectif de l'expérimentation.....	23
2.2. Matériel biologique	25
2.2.1.Matériel végétal.....	23
2.2.2 Inoculant fongiques	23
2.3. MÉTHODES.....	25
2.3.1. Préparation du substrat de culture.....	25
2.3.2. Préparation des suspensions conidiennes des isolats <i>Trichodermaspp</i>	25
2.3.3. Stérilisation des graines d'orge et préparation du semis.....	25
2.3.4. Mise en place de la culture d'orge en pots.....	26
2.3.4.1. Installation de la culture selon les isolats de <i>Trichodermaspp</i>	26
2.3.4.2. Mesure des paramètres de croissance des plants cultivés.....	26
2.3.4.3. Contrôle de l'état phytosanitaire des plants cultivés.....	27
2.3.4.4Installation de la culture selon les types de sol mycorhizés.....	27
2.3.4.2.1. Mesure des paramètres de croissance des plants cultivés.....	28
2.3.4.2.2. Contrôle de l'état phytosanitaire des plants cultivés.....	29
2.3.4.2.3. Contrôle de la mycorhization.....	30
2.5. Analyse statistique.....	30
3.Resultats	
3.1Impact d'utilisation des isolats de <i>Trichoderma spp.</i> sur la croissance des plants d'orge en pots	
3.2. Impact d'utilisation des isolats de <i>Trichoderma spp.</i> sur l'occurrence des maladies sur les plants d'orge cultivés en pots.....	31
3.3.Impact d'utilisation des sols mycorhizés sur l'occurrence des maladies sur les plants	

Table des matières

d'orge cultivés en pots	
.....	44
3.3 Variabilité du pouvoir de mycorhization des plants selon les types de sols.....	55
Discusion	59
Conclusion.....	67
Refence	70

Liste des figures :

Figure 01 : Cycle de développement des céréales	05
Figure 02 : Principaux types mycorhiziens représentés sur une coupe transversale de racine	08
Figure 03 : Différents stades (1, 2,3,4 et 5) du cycle de développement des CMA.....	10
Figure 04 : Schématisation de l'établissement de la symbiose mycorhizienne.....	11
Figure 05 : Taxonomie montrant les cinq sections systématiques des espèces de <i>Trichoderma</i>	16
Figure 06 : Aspect morphologique d'un conidiophore de <i>Trichoderma longibrachiatum</i>	17
Figure 07 : Cultures d'isolats de <i>Trichoderma</i> spp et leurs suspensions conidiennes.....	24
Figure 8 : Echelle de notation du degré de mycorhization des fragments racinaires (Trouvelot et al., 1986)	
Figure 09 : Germination des graines d'orge sous l'effet des isolats de <i>Trichoderma</i> spp.....	31
Figure 10 : Morphologie des parties aériennes des plants d'orge cultivées sous l'effet des isolats de <i>Trichoderma</i> spp.....	32
Figure 11 : Hauteur des plants d'orge selon l'effet des isolats de <i>Trichoderma</i> spp.	33
Figure 12 : Morphologie de la partie racinaire des plants d'orge cultivées sous l'effet des isolats de <i>Trichoderma</i> spp.....	34
Figure 13 : Variabilité du Poids frais (a) et Poids sec (b) de la partie racinaire du plant d'orge selon l'effet des isolats de <i>Trichoderma</i> spp.....	35
Figure 14 : Variabilité du Poids frais (a) et du Poids sec (b) de la partie aérienne du plante d'orge selon l'effet des isolats de <i>Trichoderma</i> spp.....	37
Figure 15 : Production des épis (a et b) et des grains (c) par plant d'orge selon l'effet des isolats de <i>Trichoderma</i> spp.....	39
Figure 16 : Symptômes foliaires fongiques d'oïdium sur les plants d'orge cultivés en pots	41
Figure 17 : Les symptômes de l'infection fongique des grains d'orge	42

Figure 18 :Variabilité de l'infection des feuilles (a) par plant et des grains (b) par épi d'orge selon l'effet des isolats de <i>Trichoderma</i> spp.....	43
Figure 19 :Variabilité de la hauteur des plants cultivés d'orge a agés de 15 jours selon les types de sol.....	45
Figure 20 :Hauteur des plantes d'orge selon l'effet de différents types de sol.....	46
Figure 21 :Variabilité morphologique des parties racinaires des plantes d'orge cultivés selon les types de sols	47
Figure 22 :Poids sec des parties racinaires des plants d'orge cultivés selon les types de sol	48
Figure 23 : Poids sec des parties aériennes des plants d'orge cultivés selon les types de sol	49
Figure 24 :Rendement en épis (a et b) et en grains (c) par plant d'orge cultivé selon l'effet des types de sols	51
Figure 25 :Morphologie de l'état phytosanitaire des grains produits par les plants d'orge cultivés selon les types de sols	54
Figure 26 :Taux de contamination des grains produits par plant d'orge cultivé selon l'effet des types de sols	54
Figure 27 :Fréquences de colonisation mycorhizienne des racines des plants d'orge cultivés selon les types de sols	56
Figure 28 :Importante intensité de mycorhization des racines des plants cultivées d'orge selon le sol mycorhizé de l'haricot(a et c: grossissement x100, b: grossissement x400).....	57
Figure 29 :Faible intensité de mycorhization des racines des plants cultivées d'orge selon le sol mycorhizé de fève (grossissement x400)	58
Figure 30 :L'absence de colonisation mycorhizien des racines des plants cultivées d'orge selon le substrat non mycorhizé stérile (a) et non stérile (b) (grossissement x100).....	58
Figure 31 :Intensité de la mycorhizationdes racines des plants d'orge cultivés selon les types de sols.....	59

Liste des tableaux :

Tableau 01 : Données relatives aux types de sols mycorhizés utilisés comme inoculant de La culture d’orge.....	24
Tableau 02 : Modèle de Jardinière utilisée et modifié par rapport à celui décrit par Horst et <i>al.</i> (1998).....	27

Liste des abréviations :

Abréviation désignation

- CNCC** : Centre National de Contrôle et Certification des Semences et des Plants.
- BYDV** : barley yellow dwarf virus.
- CMA** : Champignon mycorhizien à arbuscule .
- KOH** : La potasse.

Introduction

Le sol héberge une grande diversité de communautés microbiennes qui interagissent entre elles dans la rhizosphère et avec les racines des plantes. Les activités de certaines populations microbiennes peuvent être bénéfiques à la croissance des plantes. Ces microorganismes utiles peuvent constituer des associations symbiotiques avec les plantes et les bactéries fixatrices d'azote. D'autres microorganismes dits « libres » possèdent aussi la capacité de favoriser la croissance des plantes, en solubilisant des nutriments non ou peu disponibles dans le sol mais également en libérant dans la rhizosphère des substances de croissance de type hormonal et en augmentent la croissance de ces plantes sans avoir recours à l'utilisation des engrais et des produits chimiques.

Aussi, et afin d'améliorer la croissance et la productivité des plantes, l'industrie des « biostimulants » a mis sur le marché un grand nombre de produits à base de microorganismes bénéfiques. Parmi eux, les champignons mycorhiziens arbusculaires qui ont un rôle très important dans l'agriculture durable, assurent une meilleure utilisation des nutriments en faible quantité et une meilleure rétention des éléments nutritifs solubles nécessaires à la plante (Alabouvette, et Cordier, 2018). Ils réduisent également la sensibilité des racines aux agents pathogènes transmis par le sol. (Alabouvette, et Cordier, 2018)

Les microorganismes modifient par ailleurs, les relations sol-plante-eau, favorisant ainsi une meilleure adaptation des plantes aux conditions défavorables, comme la sécheresse, la salinité, ou mieux encore à des concentrations élevées de métaux lourds dans les sols; les champignons mycorhiziens se sont avérés de véritables dépolluants de l'environnement pour la croissance des plantes (Muchovej, 2004).

Les espèces fongiques du genre *Trichoderma* ont également, très utilisées dans la production des plantes. Il a la capacité d'améliorer l'absorption, la solubilisation et la séquestration des nutriments inorganiques ainsi que l'amélioration du développement des poils des racines et la résistance aux agents pathogènes (Thapa et al 2020).

Par ailleurs, l'orge est parmi les céréales les plus cultivées qui servent de base à l'alimentation humaine en raison de sa richesse en éléments nutritifs tels que le phosphore, le calcium, le fer, le potassium, le magnésium, les glucides complexes, les minéraux et de nombreuses vitamines (B1, B2, PP) et de la provitamine A. La culture de l'orge est aussi adaptée à l'alimentation des animaux (Pierre, 2001).

Aussi, notre étude vise à travers l'application de quelques isolats de *Trichoderma* spp. et une gamme d'inoculants mycorhiziens par incorporation dans le substrat d'une culture sous serre de l'orge, la sélection de ces deux types d'inoculants fongiques capables de coloniser et améliorer l'absorption des éléments minéraux et stimuler la croissance des plantes, augmenter les rendements et renforcer les mécanismes de défense de l'orge face aux différents bioagresseurs. L'objectif final étant la substitution des engrais chimiques par des biofertilisants fongiques pour une agriculture durable, respectueuse de l'environnement et de la santé humaine.

**CHAPITRE 1:
SYNTHÈSE
BIBLIOGRAPHIQUE**

1.1. Généralité sur la culture d'orge :

1.1.1. Historique et origine :

L'orge a probablement été cultivée pour la première fois à l'époque préhistorique sur les hauts plateaux de l'Éthiopie et dans le sud- Est de l'Asie. On pense que ce fut la première céréale à être domestiquée. Sa culture se serait ensuite étendue à l'Égypte, à la Mésopotamie et au nord de l'Europe (**Khaldoun, 1995**).

L'ancêtre de cette céréale est l'orge sauvage distique à deux rangs : *Hordeum spontané*. Ce sont les orges les plus anciennement cultivées dans les sites archéologiques (**Harlan, 1987**).

Des fouilles effectuées en Égypte ont établi qu'on cultivait déjà l'orge entre 3000 et 8000 ans avant Jésus Christ, un second lieu d'origine se trouve vraisemblablement au sud-Est de l'Asie (Tibet, Népal, Chine) (**Hopf et Zohary, 2000**).

1.1.2. Taxonomie et description botanique :

L'orge est une monocotylédone qui appartient à la famille des Poacées (Graminées) sous famille des Festicoidées (ou Poidées regroupant des genres de zone tempérée). L'orge constitue le genre *Hordeum* que l'on range dans la tribu des triticées (**Jestin, 1992**).

Leur inflorescences se présentent en épi barbu, chaque article du rachis porte trois épillets uniflores attachés directement sur le nœud du rachis en position alternée sur deux rangées, les glumes des épillets sont raides et étroites (**Boullard, 1997**).

D'après **Soltner (1992)**, il existe deux sous-espèces d'orge selon que l'épi porte deux ou six rangées de grains :

- *Hordeum vulgaredisticum* : est l'orge à deux rangs, sur chaque article du rachis sont insérés trois épillets dont un seul est fertile et ne comporte qu'une fleur.
- *Hordeum vulgarehexasticum* : est l'orge à six rangs (escourgeon), cette espèce présente trois épillets fertiles comportant chacun un seul grain par niveau d'insertion, l'ensemble des grains constitue alors six rangées autour du rachis (**Soltner, 1992**).

1.1.3. Cycle biologique de l'orge :

Le cycle de développement de l'orge comprend trois grandes périodes :

1.1.3.1 Période végétative : Celle-ci comprend trois phases :

La phase semis-levée :

La germination de l'orge se traduit par la sortie des racines séminales de la coléorhize et à l'opposé, par la croissance d'une pré feuille, la coléoptile. Cette phase est sous la dépendance de deux groupes de facteurs :

Facteurs intrinsèques: la valeur biologique de la semence, caractérisée par sa faculté et son énergie germinative.

Facteurs extrinsèques: la température et l'humidité du sol (**Moule, 1971**).

La phase levée-début tallage :

Dès que la première feuille a percé l'extrémité de la coléoptile, celui-ci s'arrête de croître et peu à peu se dessèche. Cette première feuille fonctionnelle s'allonge, puis apparaissent quatre feuilles. Chacune d'elles est imbriquée dans la précédente, partant toutes d'une zone proche de la surface du sol et constituée de l'empilement d'un certain nombre d'entre-nœuds : le plateau de tallage. Celui-ci est formé de 4 à 5 nœuds, sa hauteur ne dépassant pas 3 à 4 mm (**Moule, 1971**).

La phase début tallage-début monté:

Le tallage est caractérisé par l'entrée en croissance de bourgeons différenciés à l'aisselle de chacune des premières feuilles : il s'agit donc d'un simple processus de ramification. La première talle (t1) apparaît généralement à l'aisselle de la première feuille lorsque la plante est au stade « 4 feuilles ». Cette talle est constituée d'un portfeuille entourant la première feuille fonctionnelle de la talle, qui elle-même encapuchonne les autres. Elle s'insère sur le nœud d'où part la première feuille, par la suite apparaissent les talles de 2e, 3e, 4e feuilles formées à partir des bourgeons ayant pris naissance à l'aisselle des feuilles correspondantes. Ces talles des quatre premières feuilles sont dites talles primaires (**Moule, 1971**).

La période reproductrice :

Le début de cette phase est marqué par une différenciation de l'ébauche d'épillet sur l'apex, ce stade marque la transformation du bourgeon végétatif en bourgeon floral. On remarque l'apparition de deux renflements latéraux qui apparaissent sur l'épillet, ce sont les ébauches des glumes. Dès le début de la montaison, on assiste à une différenciation des pièces florales: glumelles (inférieure et supérieure), organes sexuels (étamines et stigmates); Au stade gonflement, l'inflorescence monte en grossissement dans les gaines des différentes feuilles. Ainsi, la gaine de la dernière feuille s'allonge et gonfle. Peu après, l'inflorescence l'épi sort de la gaine de la dernière feuille: c'est le stade épiaison. La fécondation et l'anthèse suivent de quelques jours l'épiaison (**Moule, 1971**).

La période de maturataison

Au cours de cette dernière période, l'embryon se développe et l'albumen se charge de substances de réserves. On observe une augmentation du volume et du poids des grains. La phase se termine par le stade laiteux. Ensuite, le poids frais des grains continue à augmenter alors que celui des tiges et des feuilles diminue. La phase se termine par le stade pâteux. Le grain à ce stade s'écrase en formant une pâte. Enfin, le grain devient dur et de couleur jaunâtre (**Moule, 1971**).

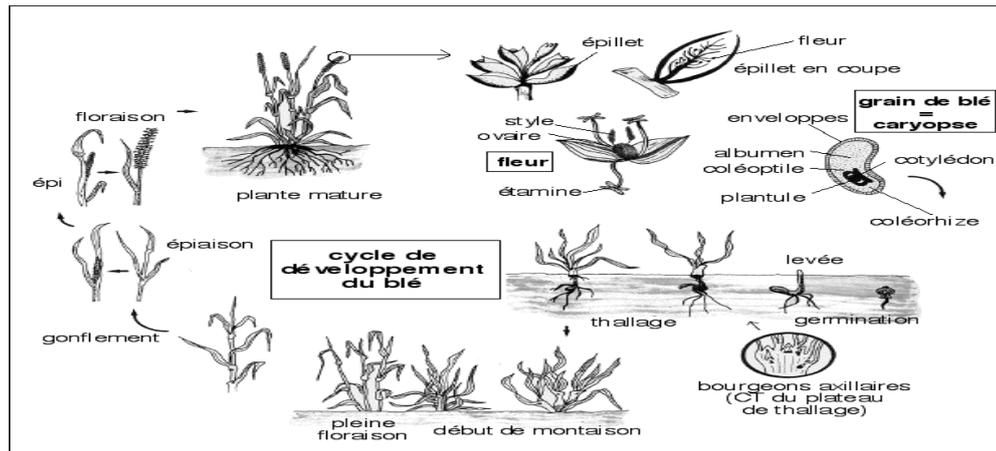


Figure 01 : Cycle de développement des céréales (De Buyser et Henry, 2000).

1.1.4. Situation de la culture :

Dans le monde :

Durant la campagne 2018/2019, **700 millions d'hectares** de céréales ont été cultivés dans le monde, soit **49 %** des terres arables, **14 %** de la surface agricole mondiale et **5 %** des terres émergées, et **2,6 milliards de tonnes** de céréales ont été produites.

La plus grande partie de céréale mondiale est produite en chine suivie des Etats-Unis, l'union Européenne, l'Inde, le Brésil et la Russie (**DUBIEF, 2019**).

L'orge est la quatrième culture céréalière au monde, cultivée dans plus de 100 pays et utilisée pour l'alimentation animale, l'alimentation humaine et la production d'alcool (**FAO**).

La plus grande partie de l'orge mondiale est produite en Russie, suivie de l'Allemagne, de la France et de l'Ukraine. L'Australie, le Canada, l'Espagne, la Turquie, le Royaume-Uni et les États-Unis d'Amérique complètent le top 10.

En 2018, la production mondiale d'orge était de 141 millions de milliers de tonnes. Bien qu'elle ait considérablement fluctué ces dernières années, elle a eu tendance à diminuer au cours de la période 1969-2018, pour atteindre 141 millions de milliers de tonnes en 2018 (**FAO stat**).

En Algérie :

Le total de la production nationale des céréales pour la campagne de 2018-2019 était de 56 millions de quintaux, ils occupent environ 3,5 millions d'hectares, soit 41% de la superficie agricole utile ; l'Algérie avait produit plus de 60 millions de quintaux en 2018 soit une baisse de 9.3 % par rapport à 2019 (**Kahouadji, 2020**).

La wilaya de Tiaret s'est placée en première place dans la production des céréales au niveau national, avec 10.400 hectares de superficies consacrées à la production céréalière, Sétif s'est classée au deuxième rang avec une production de l'ordre de 3,6954 millions de quintaux (q), réalisée sur une surface de plus de 197 100 hectares (**Anonyme, 2020**).

Au niveau national, L'orge est la 2^{ème} culture céréalière, la production d'orge d'hiver est estimée à 8,5 millions de tonnes en 2018, soit – 6,5 % sur un an. Le rendement national est quasi identique à celui de 2017 (64,5 q/ha contre 64,8 q/ha en 2017). Et c'est donc la baisse des surfaces (- 6 %) qui engendre cette baisse de la production (**Guyomard,2018**).

L'orge occupe environ 762.331 d'hectares soit de 32%de la superficie récoltée (**Guyomard,2018**).

1.1.5. Les variétés d'orge cultivées en Algérie :

Parmi les variétés d'orge cultivées en Algérie sont soient des variétés locales telles que : « Saida 183 » et « Tichedrett » qui tolèrent bien notre climat. Soient des variétés étrangères introduites dans notre pays comme Jaidor et Barberousse originaires de France ; Rihane, Acsad 176, Acsad 60, Badia, qui sont originaires de Syrie (**Khaldoun , 1995**).

1.1.6.Situation phytosanitaire :

La culture de l'orge peut être attaquée par de nombreux agents pathogènes tels que les virus, les bactéries et les champignons. Les maladies qui peuvent affecter l'orge sont surtout les maladies fongiques telles que, l'helminthosporiose (*Erysiphegraminisf sp.hordei*), l'oïdium, la rouille brune (*Puccinia hordei*) et la rhynchosporiose (*Rhynchosporiumsecalis*), suivies par les maladies virales dont la plus importante est occasionnée par le virus de BYDV, agent causal de la jaunisse nanisante de l'orge (**Sayoud, 1999**).

1.1.7. La résistance abiotique.

Les travaux de recherche visent toujours la recherche sur le développement de la résistance aux divers aléas pédoclimatiques ; c'est ainsi qu'il ressort des critères intéressants pour le sélectionneur :

1.1.7. 1. Résistance à la sécheresse :

C'est un critère recherché en zones méditerranéennes, où les climats réduisent sérieusement le potentiel de production, le facteur eau étant souvent limitant.

La sécheresse se définit comme étant la combinaison complexe des contraintes hydriques et thermiques en interaction, qui peut prendre des formes très différentes d'un lieu à un autre ou d'une année à l'autre (**Payot, 1979**).

1.1.7. 2. Résistance au froid :

Le froid influe négativement sur la croissance de la plante, donc tout le métabolisme de celle-ci est freiné, sinon arrêté ; il y a influence directe sur l'absorption et l'assimilation et également sur la circulation de la sève. Les chutes intenses du froid sont responsables de nombreux troubles physiologiques (**Payot, 1979**).

1.2. Les champignons mycorhiziens :

1.2.1. Historique

L'étroite relation entre les champignons et certaines plantes supérieures a été démontrée pour la première fois par Gibelli Giuseppe (1883) de l'institut de botanique de l'Université de Turin, il a décrit et représenté avec de nombreux détails l'ensemble structurel formé par les hyphes des champignons et les apex racinaires du châtaignier. En 1885, l'Allemand Frank a démontré que certains champignons sont étroitement liés aux racines des arbres par des formations aux quelles il donna le nom de « mycorhizes » (**Garbaye, 2013**).

Les mycorhizes dérivent leur nom du mot grec « *mykès* » qui signifie champignon et « *rhiza* » qui signifie *racine*. La symbiose mycorhizienne est donc une association symbiotique entre une plante et un champignon mycorhizien. Cette association se traduit par des effets bénéfiques aussi bien pour l'un que pour l'autre (**De Barry, 1879 ; Peterson, 2004**).

1.2.2. Les type de mycorhizes :

La symbiose mycorhizienne prend différentes formes selon les caractères anatomiques de l'association (**Peyronel et al., 1969**), qui dépendent directement des partenaires impliqués. On distingue : Lesectomycorhizes, les endomycorhizes et les ectoendomycorhizes (**Figure 02**).

En effet, la classification des mycorhizes est basée sur le type de champignon associé, selon que celui-ci est asepté, c'est-à-dire zygomycète de l'ordre des Glomales, ou septé, comme les ascomycètes ou basidiomycètes (**Smith et Read, 1997**).

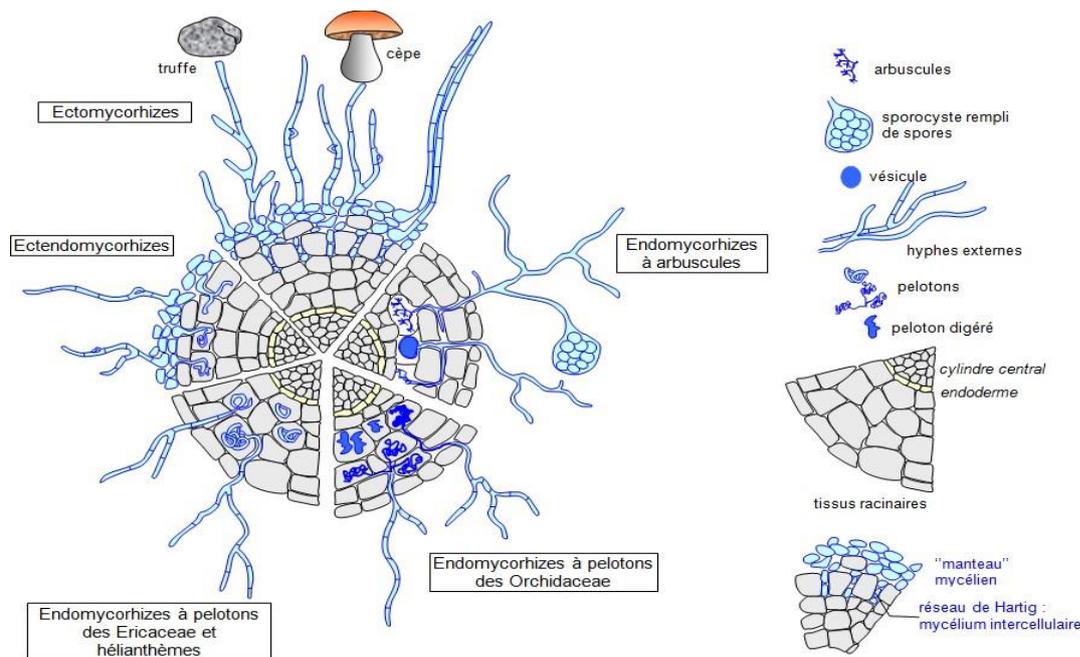


Figure 02: Principaux types mycorhiziens représentés sur une coupe transversale de racine d'après de Le Tacon, 1985.

1.2.2.1. Les ectomycorhizes :

Les symbioses d'ectomycorhizes formées entre les deux espèces de gymnospermes et d'angiospermes et de nombreux champignons basidiomycètes et de champignons ascomycètes (**Peterson and Massicotte 2004**).

Les ectomycorhizes revêtent les racines latérales à structure primaire d'un manteau fongique, le mycélium ne se développe pas dans les cellules de l'hôte, mais plutôt vers l'extérieur des cellules. Les hyphes en s'accrochant les uns aux autres forment un manchon autour des radicelles et pénètrent aussi dans la racine, mais en se confinant aux espaces intercellulaires, formant dans le cortex un système complexe portant le nom de Hartig, à partir de cet ancrage, le mycélium peut alors se développer et envahir le sol (**Fortin et al., 2008**).

1.2.2.2. Les ectendomycorhizes :

Dans les ectendomycorhizes, un manteau et un réseau de Hartig se forment comme dans les ectomycorhizes, mais en outre, des complexes hyphaliques intracellulaires se développent dans les cellules épidermiques et corticales.

Les champignons à ectendomycorhizes regroupent seulement quelques espèces de champignons ascomycètes qui colonisent la plupart des espèces des genres *Pinus* et *Larix* (**Peterson and Massicotte.,2004**).

Les endomycorhizes :

Les champignons endomycorhiziens ne sont pas spécifiques et sont normalement associés aux plantes comme les plantes forestières agricoles et horticoles.

Ces symbiotes à colonisation intracellulaire corticale, forment des arbuscules, des vésicules ou des hyphes, ne se cultivent pas et ne sont pas visibles qu'après coloration. Il existe trois types d'endomycorhizes : Les endomycorhizes arbutoides des Ericacées, les endomycorhizes orchidoides des Orchidées et, les endomycorhizes à arbuscules (**Souza 2015**).

Champignons mycorhiziens à arbuscules (CMA) :

Parmi les associations endomycorhiziennes, les champignons mycorhiziens à arbuscules sont des symbiotes racinaires obligatoires présents dans la plupart des écosystèmes terrestres et établissent une symbiose mutualiste avec plusieurs espèces végétales dans le monde (**Souza 2015**).

1. 2.3. Classification des champignons mycorhiziens à arbuscules :

Les études morphologiques et phylogénétiques ont permis de regrouper toutes les espèces mycorhiziennes à arbuscules dans le phylum des Gloméromycètes (**Schübler et al., 2001**) et de distinguer quatre ordres :

Les Glomérales, les Paragloméra, les Archéosporales et les Diversispora (**Oehl et al., 2011; Redecker et al., 2013**).

Parmi les Gloméromycètes, nous constatons une grande diversité morphologique, notamment au niveau des spores dont la taille, la couleur et la forme sont très variables suivant les espèces étudiées. Aujourd'hui, on dénombre environ 18 genres comprenant 250 espèces (**Redecker et al., 2013**).

Cette estimation pourrait s'avérer largement en dessous de la réalité puisque la taxonomie actuelle repose sur des espèces isolées à partir de spores, alors que des techniques moléculaires émergentes permettent d'obtenir des séquences à partir de racines ou du sol, donnant ainsi accès à des espèces non-sporogènes ou difficilement détectables (**Öpik et al., 2013**).

1.2.4. Cycle de développement de la symbiose mycorhizienne arbusculaire :

Le cycle de vie des myco-symbiotes arbusculaires n'est complété qu'en présence de la plante hôte durant les processus de formation de cette symbiose (**giovannetti et al, 2000**). La plante accepte la colonisation du champignon sans réaction de rejet (**Dumas- Gaudot et al, 2000**) et une série d'interactions racines – champignon mène à l'intégration des deux organismes.

D'après **Requena et al. (2007)**, l'établissement de la symbiose mycorhizienne à arbuscules débute par le contact entre une racine compatible avec les hyphes germinatives produites par les

propagules du CMA (spores asexuées ou racines déjà mycorhizées). Ce processus passe par les cinq stades suivants :

- **Stade 01** : Germination des spores et émergence d'un mycélium primaire, ou promycélium.
- **Stade 02** : Contact racinaire et développement d'un hyphopode du champignon. Le mycélium pénètre à l'intérieur du système racinaire, se renfle en vésicules et forme des arbuscules.
- **Stade 03** : Pénétration du CMA dans la racine et mise en place de la forme intraracinaire du champignon. Le mycélium pénètre à l'intérieur du système racinaire, se renfle en vésicules et forme des arbuscules.
- **Stade 04** : La mycorhize ainsi formée produit un réseau extra-racinaire à partir duquel sont différenciées de nouvelles spores.
- **Stade 05** : Après leur maturation, ces spores seront à l'origine du promycélium de départ (stade 1).

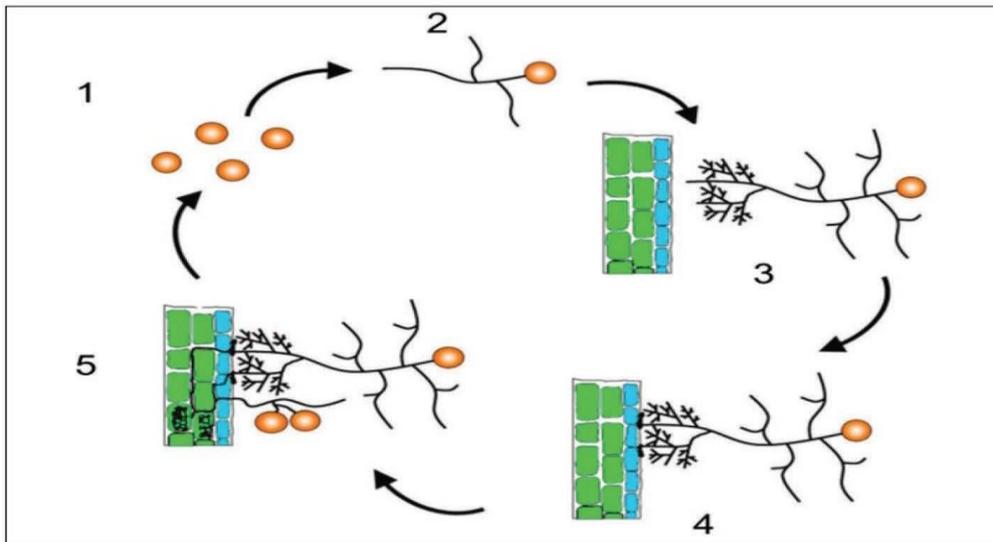


Figure 03 : Différents stades (1, 2,3,4 et 5) du cycle de développement des CMA (Akiyama, 2007).

1.2.5. La colonisation des racines par le CMA :

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 (**Figure 03**); les flavonoïdes et les strigolactones (substances chimiques émises par les plantes hôtes), vont stimuler l'activité métabolique du champignon

(Gavriaux,2012). Elles vont induire chez le CMA l'expression du gène Mycpuisle facteur 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 en colonisant les racines (stevenin,2011). Une spore de champignon germe, le mycélium croit en direction de la racine, et lorsque le champignon perçoit la présence d'une plante hôte manifeste une réaction typique de ramification intense des hyphes appelée « branching » (Figure 03).

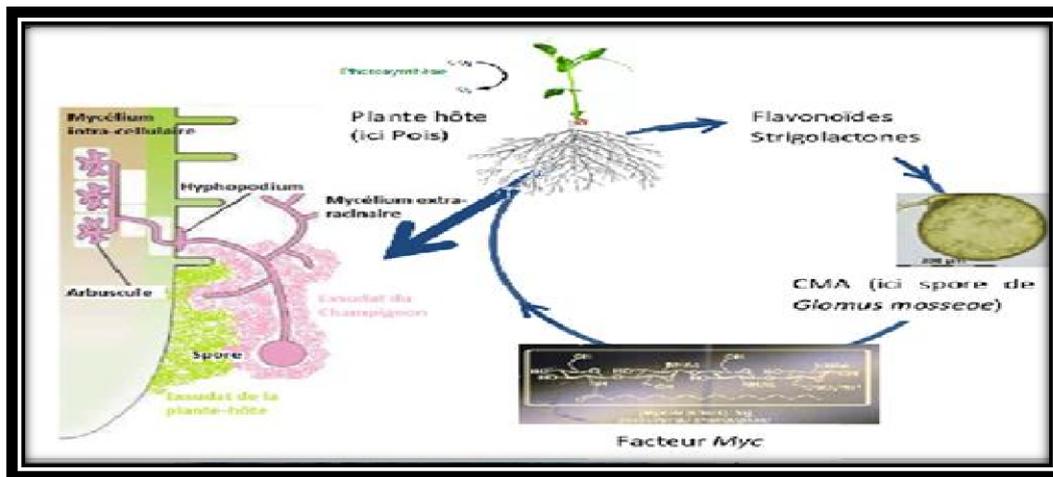


Figure 04 : Schématisation de l'établissement de la symbiose mycorhizienne modifié d'après Akiyama (2007)

Les hyphes adhèrent ensuite au 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 dichotomies 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 ; Garbay, 2013). 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 intra-racinaires, 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).

1.2.6.Écologie des champignons mycorhiziens arbusculaires

Les champignons mycorhiziens arbusculaires doivent évoluer dans un environnement approprié pour établir une symbiose pleinement efficace. Ainsi, certains facteurs influencent l'action de ces champignons dans leur symbiose avec les plantes (**Heinemeyer et al., 2004**). On distingue :

- **La lumière**

Le bon développement d'une plante dépend de la quantité de rayonnement solaire reçu par cette dernière. Comme les champignons mycorhiziens arbusculaires obtiennent leurs hydrates de carbone de la plante, une diminution de la photosynthèse due à un manque de lumière peut indirectement affecter la colonisation mycorhizienne, la production de spores et l'élongation du réseau d'hyphes (**Heinemeyer et al., 2004**). La quantité de lumière exerce une influence sur le développement des champignons mycorhizien sarbusculaires et sur la stimulation de la croissance de la plante hôte.

- **La plante hôte**

Les champignons mycorhiziens arbusculaires ont nécessairement besoin d'une plante hôte pour se développer et se reproduire, car ils sont des symbiotes obligatoires (**Fortin et al., 2008**).

En plus des produits carbonés, la plante hôte fournit au champignon un abri et une protection physique contre les aléas de l'environnement, comme les variations de température et d'humidité et les attaques des agents pathogènes (**Garbaye, 2013**). Cependant, le développement des champignons mycorhiziens arbusculaires peut être différent d'une espèce végétale à une autre. Pour un même cultivar, la réponse endomycorhizienne peut également être différente.

- **Le pH :**

Les champignons mycorhiziens sont prépondérants dans les sols acides et sont capables de prospérer sous une large gamme de pH (**Davet, 1996**).

Certains auteurs affirment que la colonisation mycorhizienne est plus élevée dans des sols où le pH est modéré. En effet, Coughlan et al. (2000) ont démontré une corrélation positive du pH avec la qualité et la quantité de la colonisation intra-racinaire. Ils ont affirmé que la colonisation mycorhizienne est élevée pour un pH situé entre 5 et 7, mais faible lorsque le pH est autour de 4.

1.2.7. Importance des champignons mycorhiziens à arbuscules :

La nutrition minérale et l'augmentation de l'absorption en eau par la plante sont certainement les bénéfices les plus connus des mycorhizes. Celles-ci confèrent toutefois plusieurs autres avantages aux plantes et aux écosystèmes, notamment l'agrégation du sol, la protection contre les pathogènes et la résistance aux stress environnementaux (TAO et ZHIWEI, 2005).

Absorption de l'eau et des éléments minéraux :

La fonction la plus étudiée chez les mycorhizes est celle de l'absorption de l'eau et des éléments minéraux du sol, notamment le phosphore qui est peu mobile et est souvent en faible concentration dans la solution du sol. Grâce à la grande couverture du sol par le réseau mycélien, les hyphes puisent et transportent vers la plante l'eau et les éléments nutritifs qui permettent une croissance vigoureuse et un rendement plus élevé. (Bolan, 1991; Smith et Read, 1997)

On estime que 80% du phosphore absorbé par les plantes mycorhizées peut être fourni par les champignons arbusculaires. Dans certains cas, les bactéries fixatrices d'azote et les champignons mycorhiziens s'associent pour dissoudre des minéraux permettant ainsi aux cultures de se développer dans les sols pauvres en P et en N solubles présent en faible concentration dans la solution du sol (Haselwandter et Bowen, 1996).

Agrégation des sols :

Les mycéliums ont la propriété d'excréter une glycoprotéine, la glomaline. Les champignons mycorhiziens qui sont très abondants dans certains sols peuvent en produire des quantités importantes, dont plusieurs études ont montré le rôle dans la stabilité structurale du sol. Cette substance assemble les particules les plus fines du sol pour en faire des agrégats dont on connaît le rôle fondamental pour la fertilité des sols, en retenant l'eau et les éléments minéraux et en favorisant les échanges gazeux et l'aération (Fortin et al., 2008).

Protection contre les organismes pathogènes :

En nature, les plantes sont continuellement soumises à des agressions de la part des bactéries, de champignons, de nématodes, d'insectes et de maladies fongiques.

Il a été prouvé expérimentalement que les plantes inoculées avec des champignons mycorhiziens à arbuscules sont plus résistantes aux attaques de champignons pathogènes et l'exposition à des toxines du sol (Fitter, 1991 ; Moser et Haselwandter, 1983 ; Schtiepp et al., 1987). Ces champignons mycorhiziens peuvent intervenir de deux façons et à deux endroits pour protéger les racines contre les champignons pathogènes : dans la rhizosphère et dans les tissus racinaires.

À l'échelle de la rhizosphère et surtout de la mycorrhizosphère, l'espace entourant immédiatement la mycorrhize, les micro-organismes sont confrontés à la compétition et à l'antagonisme, ce qui a pour effet d'établir une flore microbienne diversifiée et équilibrée. Dans cet environnement, les propagules des champignons pathogènes ne parviennent pas à proliférer et leur nombre reste toujours relativement faible. (Fortin et al., 2008).

Le second mécanisme permettant aux plantes mycorhizées de mieux résister aux maladies est lié à des modifications des activités physiologiques dans la racine. Les plantes agressées par un agent pathogène réagissent en produisant des substances antibiotiques contre ces organismes (Fortin et al., 2008).

Résistance aux stress de l'environnement :

On constate que la présence des mycorhizes modifie plusieurs aspects de la plante hôte et de l'environnement qui permettent une meilleure résistance aux stress environnementaux.

Les champignons MA permettent à la plante d'avoir un meilleur accès aux éléments nutritifs et à l'eau du substrat, ce qui favorise sa croissance et lui permet de mieux résister aux périodes de stress environnementaux comme la sécheresse (Helgason et Fitter, 2005 ; Plenchette et al., 2005 ; Fortin et al., 2008 ; Dalpe, 2006).

Les champignons MA est un régulateur de la synthèse des polyamines (Goicoechea et al., 1998; Sannazzaro et al., 2007; Ciatelli et al., 2014) , Ces molécules sont essentielles pour la croissance des plantes , mais jouent également un rôle dans la protection des plantes contre de nombreux stress abiotiques (sécheresse, salinité, températures extrêmes) (Rodríguez-Kessler et al., 2006).

3.1. Aperçu sur le Genre et espèces de *Trichoderma* :

Historique :

Le terme « *Trichoderma* » a été introduit dans la mycologie en 1794 par Person. Il distingue des champignons microscopiques considérés durant 200 ans comme « Gastéromycètes ».

Dès 1897, Vuillemin (1979) in Legrand et al. (2005) avait signalé l'antagonisme des *Trichoderma* vis-à-vis de divers autres champignons.

En 1902, Oudermans et Koning in Legrand et al. (2005) identifièrent le genre de *Trichoderma* de la microflore des sols.

Kullning-Grading et al. (2002) in Legrand et al. (2005) l'ont défini comme un genre de champignon imparfaits regroupant des espèces qui sont les anamorphes des ascomycètes de la famille des *Hypocreaceae* (*Hypocrea* et genres voisins).

1.3.2 Taxonomie :

La taxonomie du genre *Trichoderma* a connu une évolution dans le temps. **Rifai (1969)** a proposé comme base de la classification 9 catégories regroupant chacune des espèces très voisines. Grams et **Bissett (1998)** ont réparti par la suite, les espèces en sections.

Jusqu'à vers 1970, les travaux phytopathologiques consacrés au *Trichoderma* faisaient état d'une espèce « *Trichoderma lignorum* (Tode) Harz .» ou « *Trichoderma viride* Pers. : Gray ».

Les analyses multigènes de **Kullning-Gradinger et al., (2002)** ont distingué quatre sections, dont l'une d'elles (clade B) regroupe le plus grand nombre d'espèces.

Par ailleurs, le genre *Trichoderma* est connu selon les deux formes rapportées par **Djafer (2011)** comme suit :

- La forme parfaite dont le genre est *Hypocrea* appartenant à la classe des ascomycètes, l'ordre des Spharérales et la famille des Hypocreaceae (**Bellahcene, 1990 , 1992 in Djafer 2011**).
- La forme imparfaite représentée par le genre *Trichoderma*, appartenant à la classe des Deutéromycètes, l'ordre des Hyphales (Moniliales) et la famille des Mucédinacées (Moniliacées),(**Bellahcene, 1990 in Djafer 2011**).

En outre, la biologie moléculaire nous a révélé que les espèces de *Trichoderma* génétiquement différentes, présentent des similitudes morphologiques spectaculaires. Ce qui confirme que les critères morphologiques, seuls, ne suffisent plus pour une classification incontestable et rigoureuse des formes anamorphes de *Trichoderma* spp. (**Cournut, 1984**)

En effet, leur position taxonomique actuelle se présente comme suit et se distingue en cinq sections (**Bissett, 2004**) (**Figure 04**) :

Embranchement	<i>Amastigomicotaet/ou Eumycètes</i>
Sous embranchement	<i>Ascomycotina</i>
Classe	Sordariomycètes
Ordre	Hypocreales
Famille.....	<i>Hypocreaceae</i>
Genre.....	<i>Trichoderma</i>

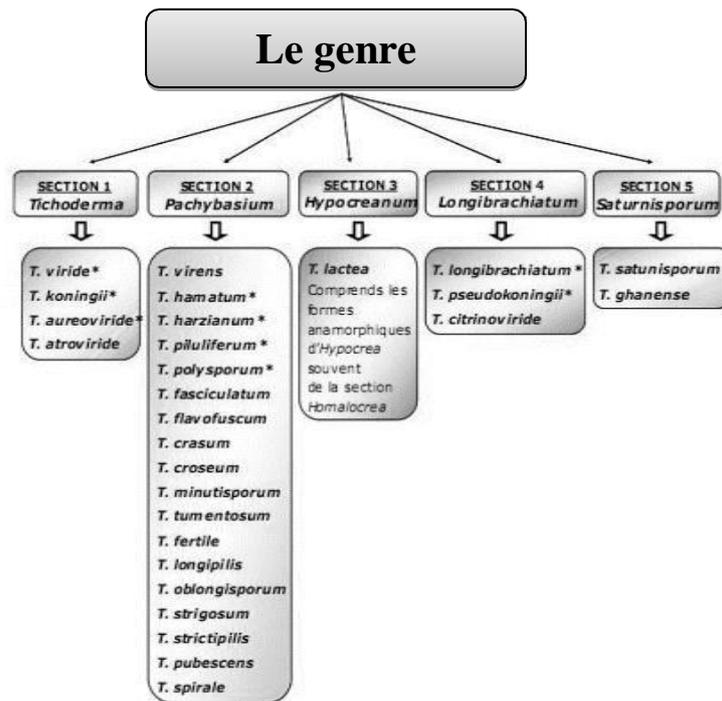


Figure 05 : Taxonomie montrant les cinq sections systématiques des espèces de *Trichoderma*.

1.3.3. Morphologie :

L'aspect macroscopique ou cultural de *Trichoderma* est présenté sous forme de colonies légèrement floconneuses ou bien compactées en touffes. Entre ces deux extrêmes existent des aspects intermédiaires. La pigmentation des colonies est fonction des phialides. (Mohamed-benkada Mustapha. 2006)

Après cinq jours de germination, la conidie donne naissance à un mycélium d'abord blanc et stérile en forme de cercle. Deux jours plus tard, une couleur verte apparaît sur la partie aérienne du mycélium, traduisant la conidiogénèse. D'autres cercles concentriques réguliers se forment par la suite, et entre le 16^{ème} et 20^{ème} jour, un feutrage épais se superpose à surface de la culture (Mohamed-benkada Mustapha. 2006).

On peut observer au microscope optique un mycélium composé d'hyphes jaunes, septés, ramifiés à parois lisses. Les conidiophores apparaissent de forme conique ou pyramidale, très ramifiés, portant des phialides en forme de flasques ou de quilles sur lesquelles, prennent naissance les spores (phialidospores ou bien conidies) (Mohamed-benkada Mustapha. 2006)(figure 06).

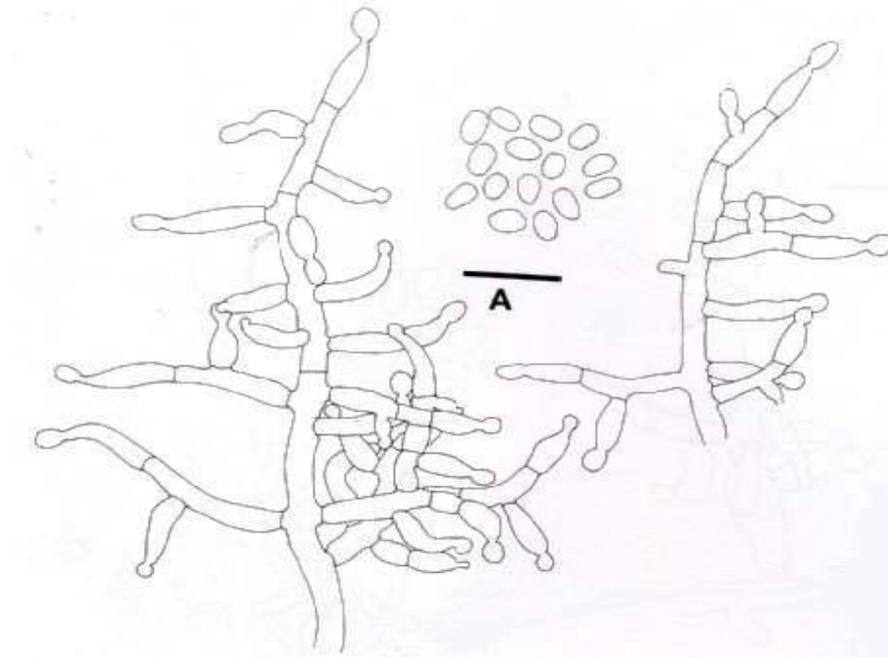


Figure 06 : Aspect morphologique d'un conidiophore de *Trichoderma longibrachiatum* (Samuels et al., 1994).

1.3.4. Ecologie :

Grâce à sa grande capacité d'adaptation aux différentes conditions climatiques, le genre *Trichoderma* est très répandu dans la nature, aussi bien au milieu terrestre que marin (Roquebert, 1996 ; Esposito et Silva, 1998). En effet, les espèces de *Trichoderma* sont remarquables pour leur capacité à utiliser différents substrats et sont, par conséquent, l'élément majeur dans la microflore terrestre et marine (Roquebert, 1996 ; Esposito et Silva, 1998).

Dans la mer, les *Trichoderma* sont des marins facultatifs. D'après l'étude de Schaumann (1993) sur la microfonge marine des profondeurs de la Mer du Nord et de l'Atlantique Nord, les *Trichoderma* ont été identifiées à tous les niveaux. Ils ont été également isolés à partir d'algues marines : *Rhodophytasp.* Et *Phaeophytasp.* prélevées dans la côte atlantique et méditerranéenne ibérique, ainsi qu'à partir des moules au Canada. (Mohamed-benkada Mustapha, 2006).

Selon Domsch et al. (1980) in Djafer (2001), les *Trichoderma* peuvent se développer à des températures allant de 15 à 35 °C ; la température optimale est variable selon les espèces. Elle est de 28°C à 30°C pour *T. harzianum* et de 22°C à 25°C pour *T. viride* (Danielson et Davey, 1973).

Par ailleurs, Dommergues et Mangenot (1970) in Djafer (2011) ont classé les *Trichoderma* parmi les microorganismes indifférents, se développant sur une large gamme de pH, comme *T. viride* qui se développe bien entre les pH 2 et 8. Selon Bellahcene (1990), les sols acides favorisent leur développement.

Cependant, des antagonismes fongiques semblent mal résister à la dessiccation. Dans le sol, les populations décroissent rapidement lorsque la teneur en eau descend au-dessous de 10 à 20% de la capacité de rétention (**Davet, 1983**).

D'autre part, **Albouvette et al. (1983)** ont affirmé que leur développement varie selon les quantités de carbone et d'azote offertes par le milieu ; l'apport de matière organique dans les sols permet donc aux *Trichoderma* et autres agents d'antagonistes d'y exprimer leurs capacités antagonistes.

Pendant les trente années suivantes, des relevés effectués à travers le monde montrent qu'il s'agit de l'un des genres les plus communément répandus à la fois dans le sol et le bois mort en décomposition. En effet, les *Trichoderma* sont des hôtes habituels du sol où leur abondance dépend entre autre du taux de matière organique. Ils pénètrent aussi grâce à leur activité cellulolytique, à l'intérieur du bois mort.

1.3.5. Utilisation de *Trichoderma* :

Les *Trichoderma* sont des champignons bénéfiques qui colonisent naturellement les sols. S'ils arrivent à coloniser les racines des plantes avant les mauvais champignons, ils protègent et donnent mêmes un surplus de vigueur aux plantes. Mis dès la plantation, ils peuvent jouer un rôle prédominant dans la santé des plantes, comme un baume d'échinacée contre les rhumes et les gripes en renforçant le système immunitaire (**Liette, 2002**). Ils présentent non seulement un potentiel dans les cultures en serres, mais aussi un avantage incontestable dans la protection des maladies racinaires (*Pythium, Fusarium, Rhizoctonia ; Phytophthora,*) et des parties aériennes (*Botrytis cinerea*).

Par ailleurs, la capacité des *Trichoderma* à contrôler des agents phytopathologiques du sol est connue depuis la fin des années 1920 (**Mohamed-benkada Mustapha, 2006**). Ils ont été utilisés comme agents de lutte biologique contre un large spectre de phytopathogènes. Leur antagonisme se manifeste généralement soit par une compétition, un mycoparasitisme ou par une antibiose. Ces mécanismes peuvent intervenir seuls, en association ou séquentiellement (**Lepoivre, 2003**).

Les travaux de **Baker (1988)** et de **Lynch et al. (1991)** ont montré que certaines souches de *Trichoderma* semblaient exercer une action stimulatrice sur la croissance de certaines plantes. Dans ce cadre, **Lynch et al. (1991)** ont étudié l'effet de *Trichoderma* sur la croissance de la laitue et son aptitude à lutter contre *Rhizoctonia solani* Kuhn et *Pythiummultimum* Trow. Ils ont démontré l'effet de certaines souches de *Trichoderma* sur la croissance de la laitue et la germination des graines en l'absence de tout agent pathogène.

Cependant, ce n'est qu'à partir de 1990 que ce champignon a été commercialisé sous forme de biopesticides, ce qui indique la somme considérable de connaissances qu'il faut acquérir avant de permettre l'utilisation pratique d'une telle méthode de lutte. Les principales espèces utilisées en lutte biologique sont *T.harziaunum* et *T. viride* (Mohamed-benkada Mustapha, 2006).

1.3.6. Mécanismes d'action de *Trichoderma* :

Trichoderma possède une batterie de mécanismes d'attaque potentiellement utilisables mais qui demeurent toutefois complexes. Il peut employer un ou plusieurs modes d'action en même temps pour maîtriser un agent pathogène. Le déploiement des modes d'action varie également selon les partenaires en présence des conditions physico-chimiques du milieu (température, humidité, etc...). *Trichoderma* est efficace lorsqu'on lui permet de s'installer avant l'arrivée des champignons pathogènes. Son action est donc préventive. Il permet, au niveau des racines, de créer un manchon protecteur autour de celles-ci et ainsi contrer l'entrée des agents pathogènes à l'intérieur des racines à pulvérisation aérienne (Caron, 2002).

Une fois installé, *Trichoderma* peut avoir un effet stimulant pour la plante en absence de champignons pathogènes (Caron, 2002).

Le genre *Trichoderma* a la capacité d'attaquer les agents pathogènes via différents modes d'action. Il peut utiliser :

- **L'antibiose** : qui résulte de la production de substances qui agissent comme des « antibiotiques » et qui inhibent la croissance de l'agent pathogène.
- **La compétition** : qui se manifeste par l'aptitude de *Trichoderma* à utiliser les mêmes ressources du milieu (aires d'alimentation, sites de développement) que les champignons pathogènes mais *Trichoderma* emploie ce mode d'action surtout pour occuper les lieux avant l'arrivée des indésirables. Ce mode d'antagonisme intervient également si l'on considère la vitesse de croissance élevée de nombreuses espèces de *Trichoderma* et l'efficacité de leurs complexes enzymatiques cellulolytiques (Legrand et al., 2005).
- **Le parasitisme** : qui se manifeste par la destruction de l'agent pathogène lorsque *Trichoderma* s'enroule autour de celui-ci soit en l'étranglant, en pénétrant à l'intérieur et/ou en lui « injectant » des substances (enzymes) qui le détruisent.
- **La biostimulation** : de *Trichoderma* sur plusieurs cultures.

CHAPITRE 2 : MATÉRIELS ET MÉTHODES

2. matériels et méthodes.

2.1. Présentation et l'objectif de l'expérimentation

Cette expérience a été lancée afin d'évaluer la potentialité de 16 isolats de *Trichoderma spp* et 6 types de sols mycorhizés sur la croissance et le rendement de l'orge *Hordeum vulgare L.*

Elle a été réalisée dans la serre pédagogique du département de Biotechnologies de la Faculté SNV à l'université de Blida 1. Cependant, vu les circonstances particulières liées au COVID 19, les plants ont été transférés vers une serre privée de multiplication et vente de plants située à proximité de notre première station d'étude pour conserver les plants dans les mêmes conditions expérimentales jusqu'à achever l'évolution de la culture et pouvoir évaluer l'ensemble des paramètres de notre étude. Ce travail a duré pendant une période de six mois étalée sur 4 mois depuis le début du mois de Novembre jusqu'au mois début du mois de Mars 2020 dans la première station d'étude puis, depuis la quinzaine du mois de Mars jusqu' à la fin du mois de Juin 2020 dans la serre privée voisine.

2.2. Matériel biologique :

Notre étude a nécessité l'utilisation du matériel végétal et les deux types d'inoculant fongiques suivants:

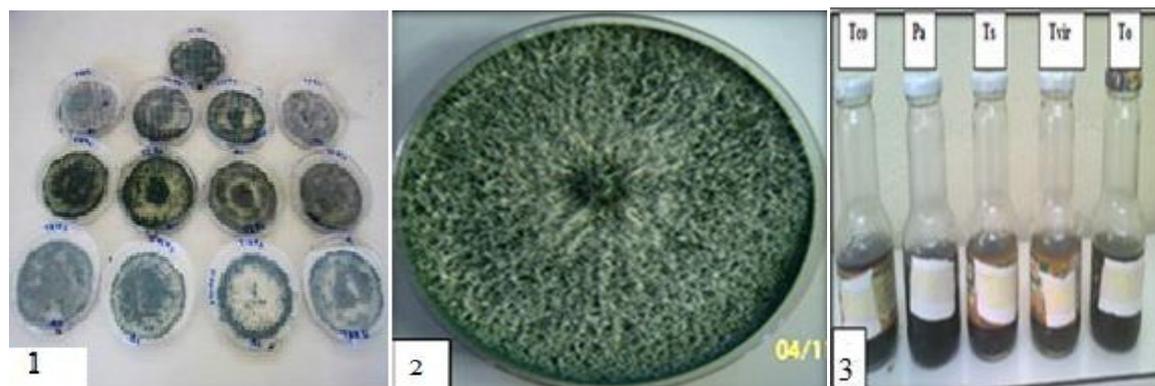
2.2.1. Matériel végétal :

Le matériel végétal est constitué d'un échantillon de semences certifiées d'une variété locale d'orge « *Hordeumvulgare L.* » nommée « Saida » provenant du CNCC d'El Harrach.

2.2.2. Inoculants fongiques

Les isolats de *Trichodermaspp.*

Ce type d'inoculant est composé de 16 souches de *Trichodermaspp.* ayant fait objets à de nombreux travaux de Recherche. Ce sont des cultures purifiées, âgées de 15 jours et développés sur milieu PDA à 28°C (**Figure 07**).



Cultures

Aspect cultural

Suspensions conidiennes

Figure 07 : Cultures d'isolats de *Trichoderma* spp. et leurs suspensions conidiennes (Moumene et al.,2005-2008)

2.2.2.1 Les types de sols mycorhizés

Ce second type d'inoculant est composé de 6 types de sols à colonisation mycorhizienne d'une fréquence et d'intensité modérées avoisinant les 50 à 60% par la présence de propagules d'endomycorhizes composés par des arbuscules, des vésicules, et le mycélium. (Communication personnelle de Moumene, 2020).

Les données concernant ces types de sols mycorhizés sont résumées dans le **tableau 01** ci-dessous :

Tableau 01 : Données relatives aux types de sols mycorhizés utilisés comme inoculant de la culture d'orge.

Culture d'Origine du type de sol mycorhizé	Code du sol mycorhizé	Région des parcelles de prélèvement
Haricot	HA	Bourkika Wilaya de Tipaza
Fève	FE	
Fraisier	FR	
pomme de terre	PT	Staoueli, Alger
oignon spontané « <i>Allium triquetrum</i> »	BB	USDB, Soumaa, Blida
Orge	ORG	

2.3.MÉTHODES :

Notre expérimentation s'est déroulée selon les quatre étapes suivantes :

2.3.1.Préparation du substrat de culture :

Le substrat de notre essai de culture a été préparé à partir d'un mélange selon les doses de 2/3 de sol et 1/3 de tourbe commercialisée. Le sol a été prélevé d'une jachère non cultivée ni traitée par les pesticides, située dans la station expérimentale au département de Biotechnologies de l'USDB1. Il a été tamisé à travers un tamis à pores de 3mm de diamètres, pour éliminer les grosses particules.

Par ailleurs, deux types de substrats ont été considérés séparément : un substrat stérilisé utilisé pour les deux inoculants et un substrat non stérilisé utilisé seulement pour les types de sols mycorhizés.

Dans ce sens, le substrat stérilisé nécessite donc, avant sa préparation une étape de stérilisation à la vapeur à 100°C dans un autoclave. Ainsi, la stérilisation a été réalisée à trois répétitions pendant une heure de temps à 24h d'intervalle pour le sol mais, une fois, pendant une heure pour la tourbe.

2.3.2.Préparation des suspensions conidiennes des isolats de *Trichoderma* spp. :

Des suspensions conidiennes ont été préparées séparément à partir de chacune des cultures des 16 isolats de *Trichodermaspp.* en raclant la surface des cultures immergées avec de l'eau distillée stérile. Les suspensions ont été séparément récupérées dans des tubes à essais stériles et soumis à l'agitation au vortex pour une meilleure homogénéisation. Le taux de sporulation a été déterminé pour chaque suspension conidienne préparée à l'aide de la cellule de malassez sous microscope optique au grossissement (X400). Ainsi, l'ensemble des concentrations ont été ajustées à 3×10^7 spores/ ml par de l'eau distillée stérile (Caron et *al.*, 2002).

2.3.3. Stérilisation des graines d'orge et préparation du semis :

Une quantité suffisante de semences d'orge a été prélevée puis stérilisée par trempage dans une solution javellisée de (12°) à la concentration de 2% pendant 10 minutes, puis rincée trois fois avec de l'eau courante abondante. Les grains ont été placés sur du papier filtre et mis à sécher pendant une nuit.

Par ailleurs, les grains séchés ont été divisés en deux parties dont, chacune est destinée pour la mise en culture avec chacun des types d'inoculant.

Dans ce sens, une partie de grains d'orge a été mise à germer dans des plateaux remplis de tourbe jusqu'à ce que les plants aient atteint le stade de premières vraies feuilles.

L'autre quantité de grains a été destinée pour le semis direct avec l'inoculant des isolats fongiques de *Trichoderma* spp.

2.3.4. Mise en place de la culture d'orge en pots :

Deux types d'essais ont été considérés selon les types des inoculants lors de l'installation de la culture en pots :

2.3.5. Installation de la culture selon les isolats de *Trichoderma* spp. :

Le substrat stérilisé et précédemment préparé a été transféré dans des pots en plastique de capacité de 250g,

Les semences d'orge préalablement désinfectées ont été semées directement dans le substrat préalablement inoculé séparément avec un volume de 20 ml de chacune des suspensions conidiennes précédemment préparées de *Trichoderma* spp.

Chaque pot a été semé par 20 graines à raison de 3 répétitions pour chaque suspension conidienne en avec la présence de 3 pots pour les témoins dont le substrat est non inoculé. Les jeunes plants obtenus sont arrosés régulièrement tous les 2 jours avec de l'eau de robinet (Caron et al., 2002). L'essai utilise un dispositif sous serre randomisée

Cet essai est suivi pendant deux mois pour l'évaluation des paramètres suivants :

2.3.6. Mesure des paramètres de croissance des plants cultivés

Les paramètres de croissance ont été évalués pour chaque pot selon les isolats de *Trichoderma* spp. et les témoins. Ils ont porté sur :

- Le taux de germination des grains :

Le taux de germination correspond au nombre de grains germés par rapport au nombre de grains semés. Il est exprimé en %.

- La hauteur des plants :

La hauteur de plants a été déterminée 3 mois après la germination des graines. Ses mesures ont été effectuées à l'aide d'une règle graduée et exprimée en cm.

- **Le poids frais des parties aériennes, et des parties racinaire :**

Ce paramètre a été évalué 7 semaines après la germination des grains. Le prélèvement de plusieurs échantillons de plantes a été effectué selon les types de substrat inoculés par chacun des isolats de *Trichoderma* spp. Ces plantes ont été soigneusement prélevées, rincées à l'eau de robinet puis séchées rapidement à l'aide d'un papier absorbant. La partie aérienne a été séparée de la partie racinaire. Chacune d'elles a été mesurée en gramme à l'aide d'une balance. Les échantillons ont été ensuite enveloppés dans du papier aluminium et conservés à l'abri des contaminations pour servir à d'autres utilisations.

- **Le poids sec des parties aériennes et racinaires :**

Après 3 mois de culture, les plantes ont été séchées à l'air libre et leur prélèvement a été effectué pour séparer la partie aérienne de la partie souterraine pour mesurer le poids de chacune des parties en gramme à l'aide d'une balance.

- **Les poids sec des épis :** après le séchage à l'air libre a été effectué de la même manière que précédemment.

- **Le nombre des épillets et le nombre des grains produits par plant et par pot.**

2.3.6. Contrôle de l'état phytosanitaire des plants cultivé

2.3.7. Installation de la culture selon les types de sol mycorhizés :

Le processus de mycorhization a été considéré pour chaque type de sol mycorhizé collecté.

Les pots ont été préparés pour chaque type de sol mycorhizé selon la technique de jardinière de mycorhization à raison de deux doses de substrat stérile placé au fond du pot, sur lequel sera versée une dose de sol mycorhizé qui sera recouverte en surface par une dose de substrat stérile. Trois répétitions ont été considérées pour chaque type de sol mycorhizé et la même méthode a été répétée de la même manière et à raison de trois répétition par sol mycorhizé avec un substrat non stérile (**Tableau 02**).

Tableau 02 : Modèle de Jardinière utilisée et modifié par rapport à celui décrit par **Horst et al. (1998)**.

Composante de substrat de cultures mycorhizées de bas en haut	Hauteur (cm)
Substrat stérile et /ou non stérile	10
Sol mycorhizé	10
Substrat stérile et /ou nonstérile	20

Les pots ainsi préparées ont été repiqués par les jeunes plants à raison de 10 plants par pot. Trois pots de témoins non inoculés ont été considérés pour chacun des substrats stériles et non stériles. Cet essai est suivi pendant 4 mois pour l'évaluation des paramètres suivants :

2.3.8. Mesure des paramètres de croissance des plants cultivés :

Les paramètres de croissance ont été évalués pour chaque pot selon chacun des types de sol mycorhizés associé au substrat stérile et/ou substrat non stérile ainsi que pour les témoins. Ils ont porté sur les paramètres cités ci-dessous, de la même manière que l'essai de culture sous l'effet de *Trichoderma* spp.:

- **La hauteur des plants.**
- **Le poids sec des parties aériennes et de parties racinaire après le séchage à l'air libre :**
2 mois après le repiquage des plantules, Le poids secs des parties aériennes et racinaires de chaque pot ont été pesés
- **Les poids sec des épis après le séchage à l'air libre.**
- **Le nombre des épillets et le nombre des graines produits par plant et par pot.**

2.3.9. Contrôle de l'état phytosanitaire des plants cultivés :

Ce contrôle est basé sur la surveillance des attaques des plants par les bioagresseurs. Il a porté sur :

- Recherche et description des symptômes liés au stress biotique sur la partie aérienne des plants (feuilles, épis et grains),
- Evaluation des taux d'infection foliaire par plant,
- Evaluation des taux d'infection des grains contaminés par épi.
-

2.3.10. Contrôle de la mycorhization :

La recherche de mycorhizes a été effectuée selon la technique de coloration des racines décrite par **Philips et Hayman (1970)**. Pour cela, les racines ont été lavées abondamment à l'eau du robinet, afin d'éliminer toutes les traces de sol. Les plus fines ont été découpées en fragments d'environ 1 cm puis, éclaircies dans une solution de KOH à 10 % pendant une durée d'incubation de 20 minutes à 90 °C dans un bain marie pour vider les cellules de leurs inclusions cytoplasmiques. Ces dernières ont été rincées à l'eau de robinet, et immergées dans la solution

colorante à base de bleu de trypan (0,05 %) à 50 °C pendant une durée de 10 à 12 minutes dans un bain marie puis, de nouveau rincées à l'eau distillée et décolorer au lactoglycérol composé de 50% de glycérol et 50% d'acide lactique. Après coloration, 10 fragments de racines colorées ont été placés sur une lame, sur du glycérol qui, a été recouverte d'une lamelle. On termine par sécher le surplus du liquide pour l'observation microscopique à l'aide d'un microscope optique aux grossissements : (125 et 500).

2.3.11. Evaluation de la mycorhization :

L'évaluation de la mycorhization a été réalisée pour les racines des plants d'orge développés selon chacun des types de sol mycorhizé associé au substrat stérile et/ou non stérile et pour les témoins. Elle a porté sur l'estimation de la fréquence d'infection des racines des plants et l'intensité globale de mycorhization, selon la méthode décrite par **Trouvelot et al. (1986)** (**Figure 8**).

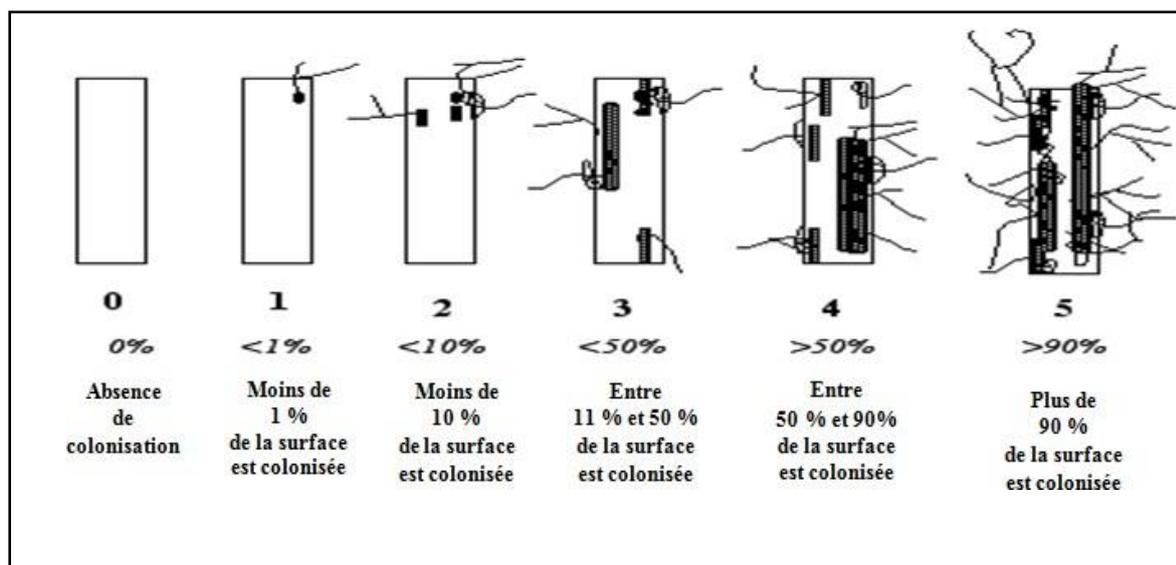


Figure 8 : Echelle de notation du degré de mycorhization des fragments racinaires (**Trouvelot et al., 1986**)

Fréquence de mycorhization

Après la coloration de 30 fragments de racines, d'environ de 1 cm de longueur prélevé au hasard ont été placé entre lames et lamelles à raison de 10 fragments par lame en présence d'une goutte de glycérol, et observés au microscope optique au grossissement (x125).

Le degré de colonisation mycorhizienne de chaque fragment a été estimé selon un barème constitué de six classes noté de zéro (0) à cinq (5).

La fréquence de mycorhization F qui est définie comme le pourcentage de fragments racinaires mycorhizés par rapport au nombre total des fragments observés.

$$F (\%) = \frac{\text{Le nombre de fragments mycorhizés}}{\text{nombre de fragments total observés}}$$

Intensité de mycorhization :

L'intensité de mycorhization (M%) correspondant à la proportion de fragments racinaires observés colonisés par les CMA. Chaque fragment analysé est classé selon le barème décrit par **Trouvelot et al. (1986)** comme suit :

$$M (\%) = \frac{(95n_5 + 70n_4 + 30n_3 + 5n_2)}{\text{nombre total de fragments observés}}$$

Où :

- n₅ = Le nombre de fragments notés 5
- n₄ = Le nombre de fragments notés 4
- n₃ = Le nombre de fragments notés 3
- n₂ = Le nombre de fragments notés 2
- n₁ = Le nombre de fragments notés 1

2.3.12. Analyse statistique :

Pour vérifier l'effet biostimulant des deux types d'inoculants utilisés dans notre expérimentation et comparer leur impact sur l'essai de la culture d'orge en pots et sous serre, l'analyse statistique a été réalisée sur l'ensemble des paramètres évalués au moyen du logiciel XLSTAT 2016, en déterminant la variance à l'aide de l'outil d'ANOVA et le test de Fisher et celui de Tukey LSD (Honestly Significant Different) pour classer les différents types d'inoculants (Isolats de *Trichoderma* spp. et les types de substrat mycorhizés) en gro, ce n'est qu'à partir de 1990 que étudiés. Les différences ont été considérées significatives pour $P \leq 0,05$ (**Philippeau, 1989**).

CHAPITRE 3

RESULTATS ET

DISCUSSIONS

3. RESULTATS ET DISCUSSION.

3.1.Impact d'utilisation des isolats de *Trichoderma* spp. sur la croissance des plants d'orge en pots :

3.1.1.Effet sur la germination :

Figure 1 représente le taux de Germination des graines d'orge sous l'effet des isolats de *Trichodermaspp.*

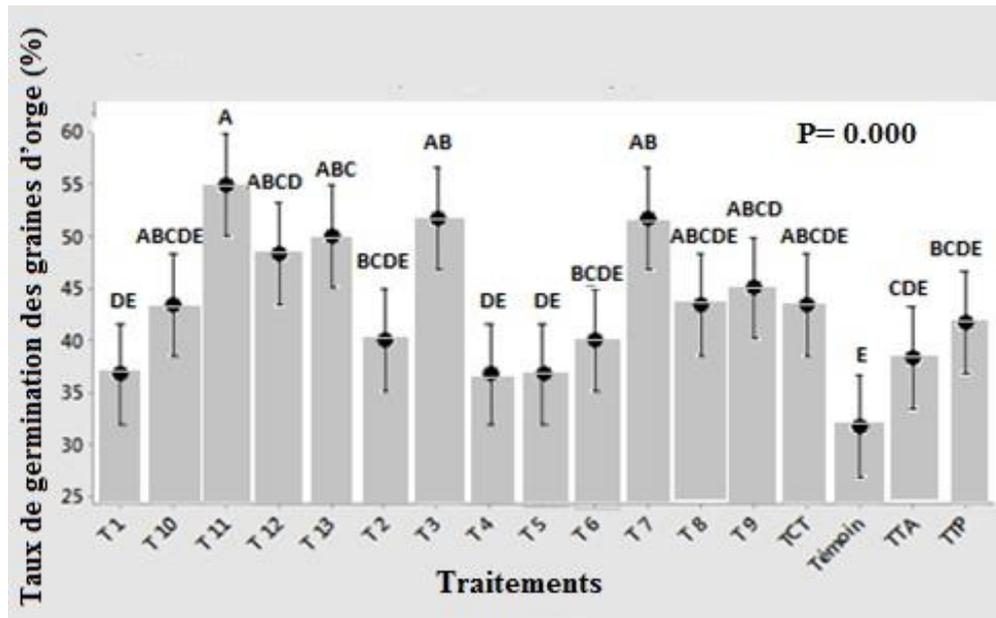


Figure 09 : Germination des graines d'orge sous l'effet des isolats de *Trichodermaspp.*

L'ensemble des isolats de *Trichodermaspp.* testé sont montré des taux de germination plus importants que ceux des témoins. Toute fois, l'isolat T11 a révélé le meilleur effet sur la germination des grains d'orge (55.00 %) (**Figure9**).

En outre, les taux de germination enregistrés sur les graines d'orge ont montré une variabilité selon les traitements. L'analyse de leur variance a révélé une différence très hautement significative ($P=0.000$, $P < 0.05$).

Par ailleurs, le test de Tukey a mis en évidence 9 groupes homogènes des isolats étudiés et les a classés selon les taux de germination dans l'ordre décroissant suivant :

- Groupe A renfermant l'isolat T11 (55%).
- Groupe AB renfermant les isolats T 3(51.667%) et T7 (51.67%).
- Groupe ABC renfermant l'isolat T13 (50.00%).

- Groupe ABCD renfermant les isolats T 12 (48.33%) et T9 (45.00%).
- Groupe ABCDE renfermant les isolats T 10 (43.33%), T8 (43.333%) et TCT (43.33%).
- Groupe BCDE renfermant les isolats T 2 (40.00%), T6 (40.00%) et TTP (41.67%).
- Groupe CDE renfermant l'isolat TTA (38.33%).
- Groupe DE renfermant les isolats T1 (36.67%), T4 (36.67%) et T5 (36.67%).
- Groupe E renfermant le témoin (31.667%).

3.1.2.Effet sur la hauteur des plants :

La figure 2 représente la morphologie des parties aériennes des plants d'orge ,Les plantes d'orge cultivées dans le substrat incorporé par les souches de *Trichodermassp.* ont montré une hauteur plus importante (de 43.96 à 35.13 cm) que celle enregistrée par le témoin (34.75cm), en particulier la souche CT T13 et T11 ,(Figure 9)

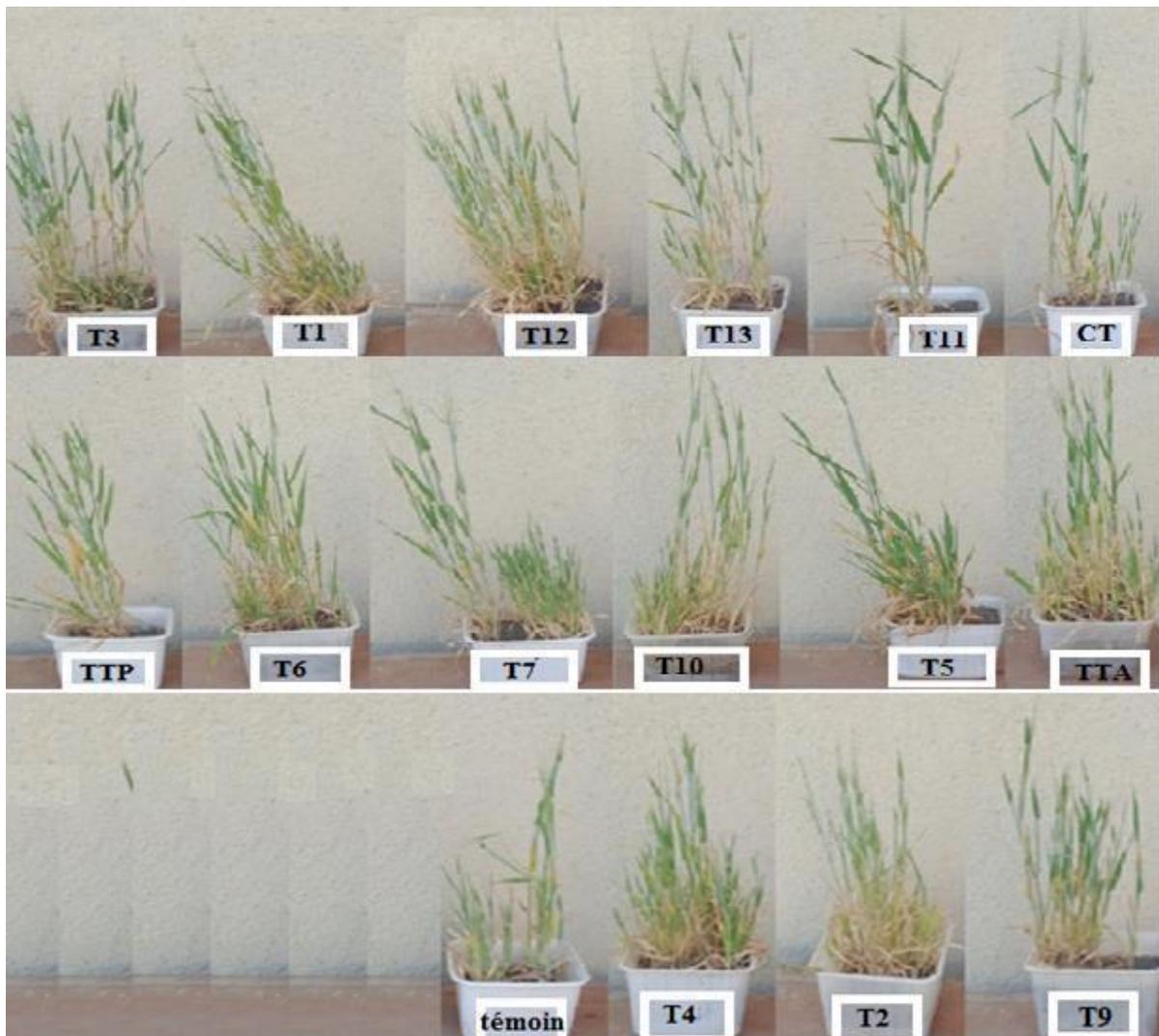


Figure 10 : Morphologie des parties aériennes des plants d'orge cultivés sous l'effet des isolats de *Trichoderma* spp.

Figure 10 représente la hauteur des plants d'orge selon l'effet des isolats de *Trichodermaspp.*

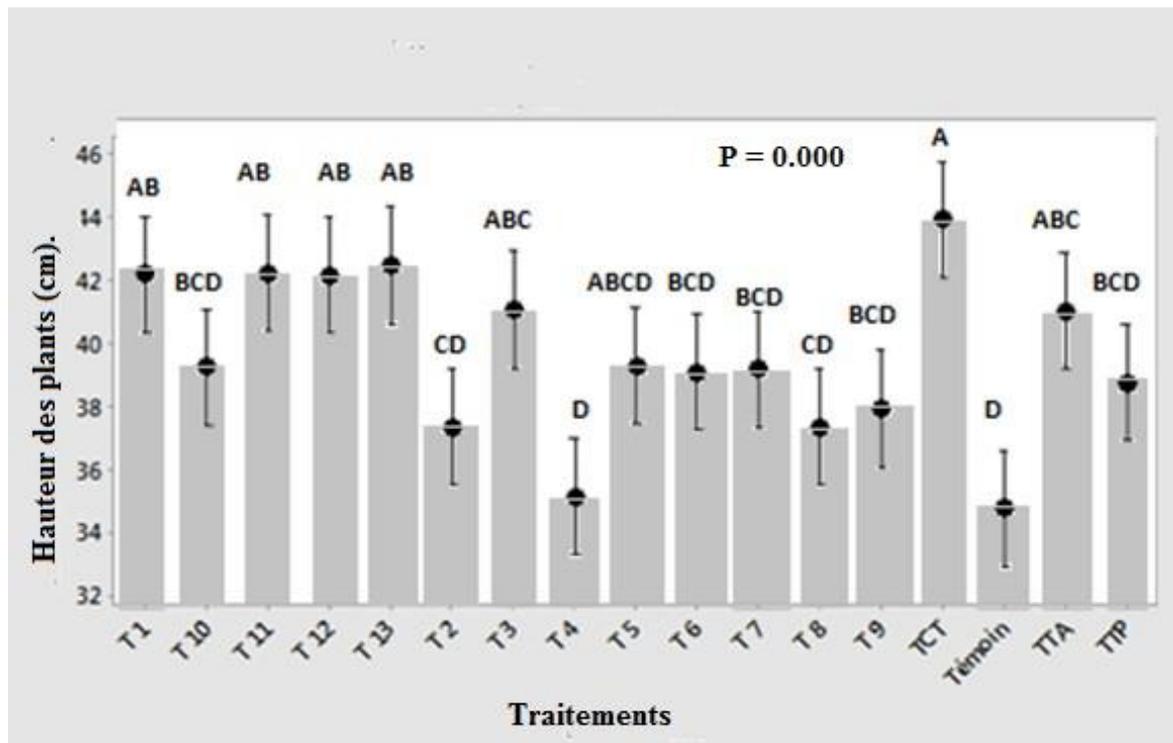


Figure 11 : Hauteur des plants d'orge selon l'effet des isolats de *Trichoderma spp.*

L'ensemble des isolats de *Trichodermaspp.* ont également montré une meilleure hauteur des plants que celle présentée par le témoin, particulièrement l'isolat TCT (43cm) (Figure11). L'analyse de la variance a révélé une différence très hautement significative ($P=0.000$, $P < 0.05$).

Le test de Tukey a mis en évidence 7 groupes homogènes de traitements considérés. Leur classement selon les taux de germination dans l'ordre décroissant est le suivant :

- Groupe A renfermant l'isolat TCT (43 cm).
- Groupe AB renfermant les isolats T1 (42cm), T11 (42 cm), T12 (42cm) et T13 (42 cm).
- Groupe ABC renfermant les isolats T3 (41cm) et TTA (41cm).
- Groupe ABCD renfermant l'isolat T5 (39 cm).
- Groupe BCD renfermant les isolats T10 (39 cm), T6 (39 cm), T7 (39cm), T9 (37 cm) et TTP (38 cm).
- Groupe CD renfermant les isolats T2 et T8 (37 cm) (37.33 cm).
- Groupe D renfermant l'isolat T4 et le témoin (35 cm) (34 cm).

3.1.3 Effet sur la partie racinaire des plants.

Figure 12 représente la morphologie de la partie racinaire des plants d'orge, Les plants d'orge cultivés ont présenté une variabilité morphologique de leur parties racinaires selon les différents traitements (**figure 12**).

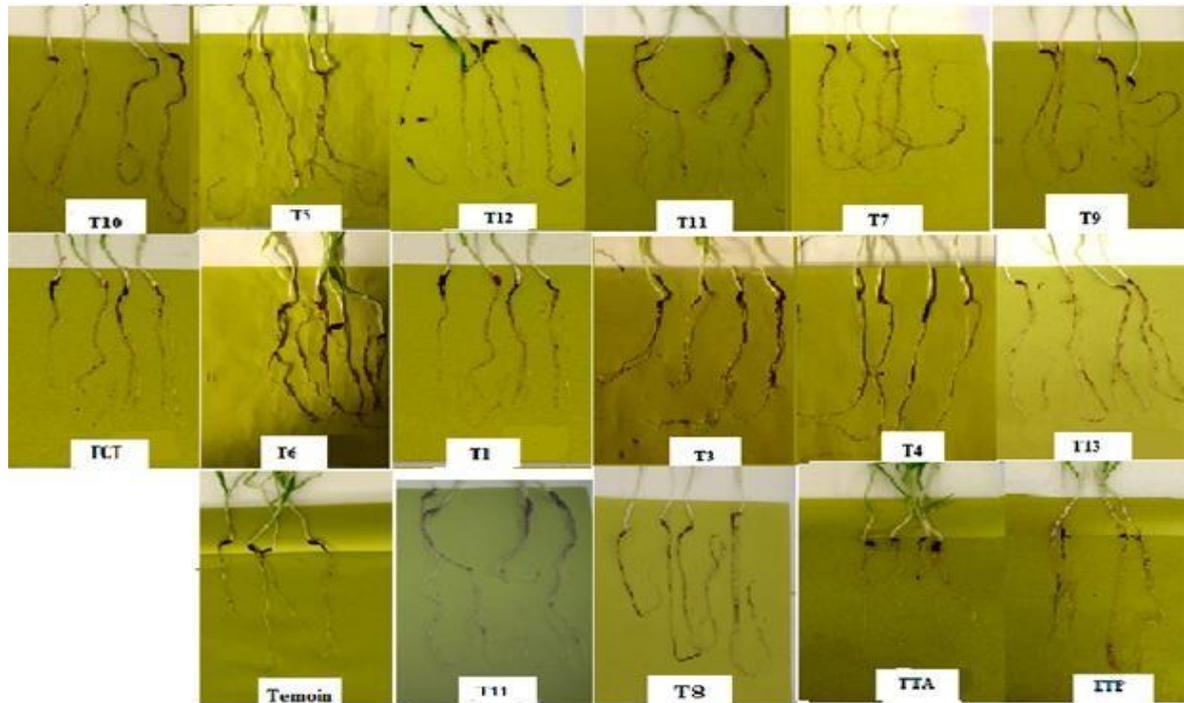


Figure 12 : Morphologie de la partie racinaire des plants d'orge cultivées sous l'effet des Isolats de *Trichoderma* spp.

Figure 12 représente une variabilité du Poids frais (a) et Poids sec (b) de la partie racinaire du plant d'orge selon l'effet des isolats de *Trichoderma* spp.

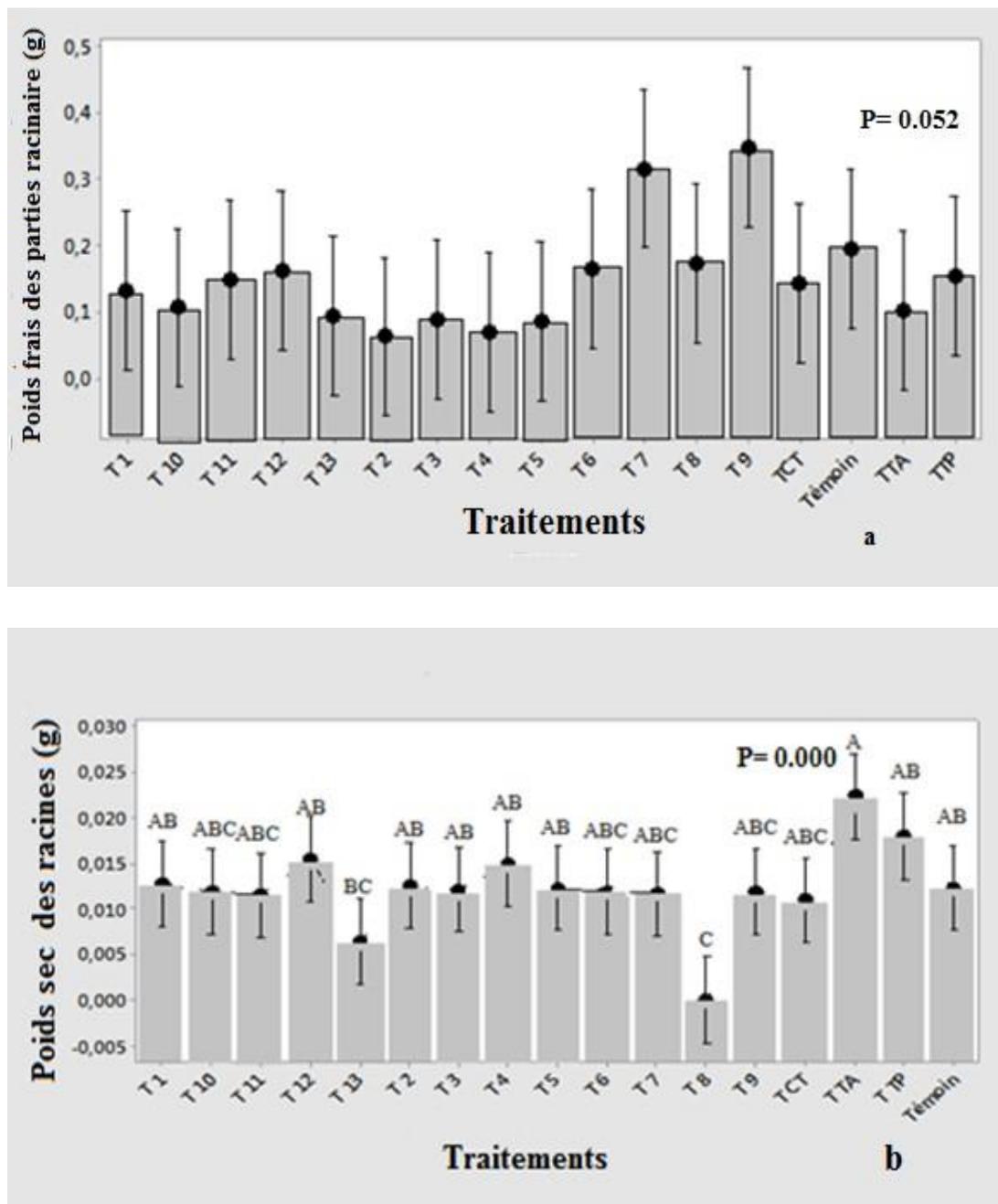


Figure 13 : Variabilité du Poids frais (a) et Poids sec (b) de la partie racinaire du plant d'orge selon l'effet des isolats de *Trichodermaspp.*

Seul l'isolat de *Trichodermaspp.* « TTA) a pu enregistrer un poids sec racinaire plus important que celui du témoin et des autres isolats (0.022g) (Figure 13 b), alors qu'aucune variabilité n'a été enregistrée pour le poids frais racinaire selon l'ensemble des traitements (**Figure 13 a**).

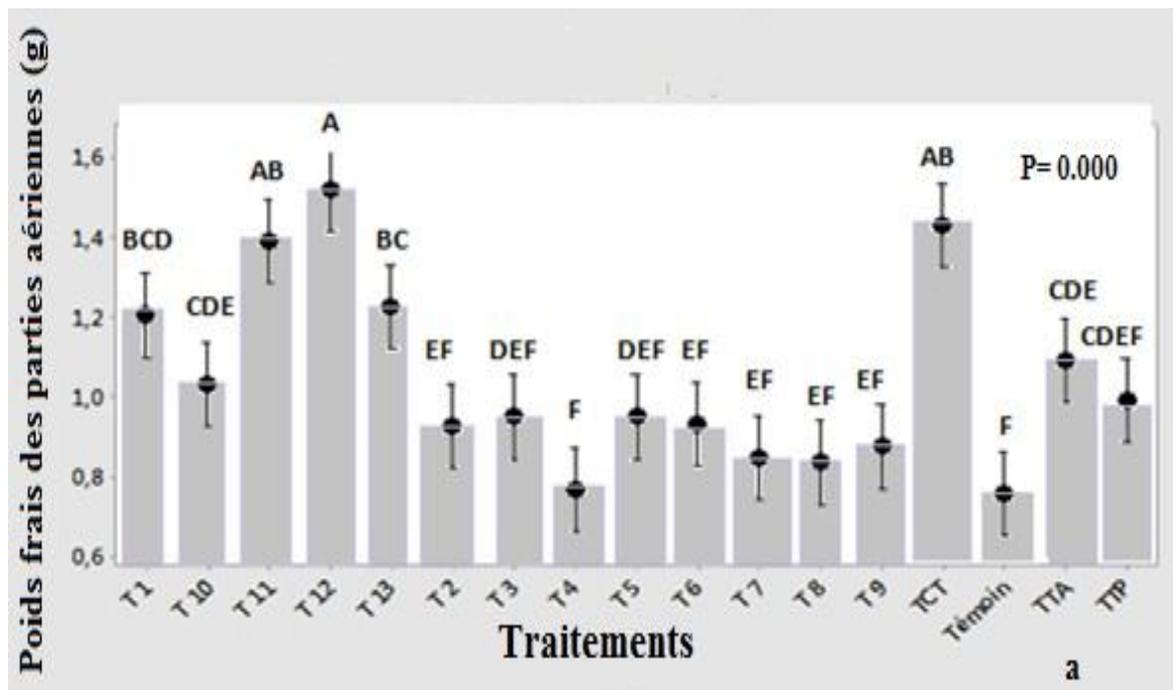
L'analyse de la variance du poids frais racinaire des plants a révélé une différence non significative ($P = 0.052$, $P > 0.05$) selon l'ensemble des traitements alors qu'elle était très hautement significative pour le poids sec racinaire des plants selon les traitements ($P = 0.000$, $P < 0.05$).

Le test de Tukey a mis en évidence 5 groupes homogènes de traitements considérés selon le poids sec racinaire. Leur classement dans l'ordre décroissant a été établi comme suit :

- Groupe A renfermant l'isolat TTA (0.02225g).
- Groupe AB renfermant les isolats TTP (0.01792g), T12 (0.015417g), T4 (0.01492g), T1 (0.012667g), T2 (0.012500g), T 5(0.012250g), Témoin (0.012250g).
- Groupe ABC renfermant les isolats T10 (0.011833g), T11 (0.011417g), T6 (0.011833g), T7 (0.011583g), T9 (0.011833g) et TCT(0.010917g).
- Groupe BC renfermant l'isolat T13 (0.006g).
- Groupe C renfermant l'isolat T8 (0.000g).

3.1.4.Effet sur la partie aérienne des plants :

Figure 14 représente la variabilité du Poids frais (a) et du Poids sec (b) de la partie aérienne du plant d'orge selon l'effet des isolats de *Trichodermaspp*.



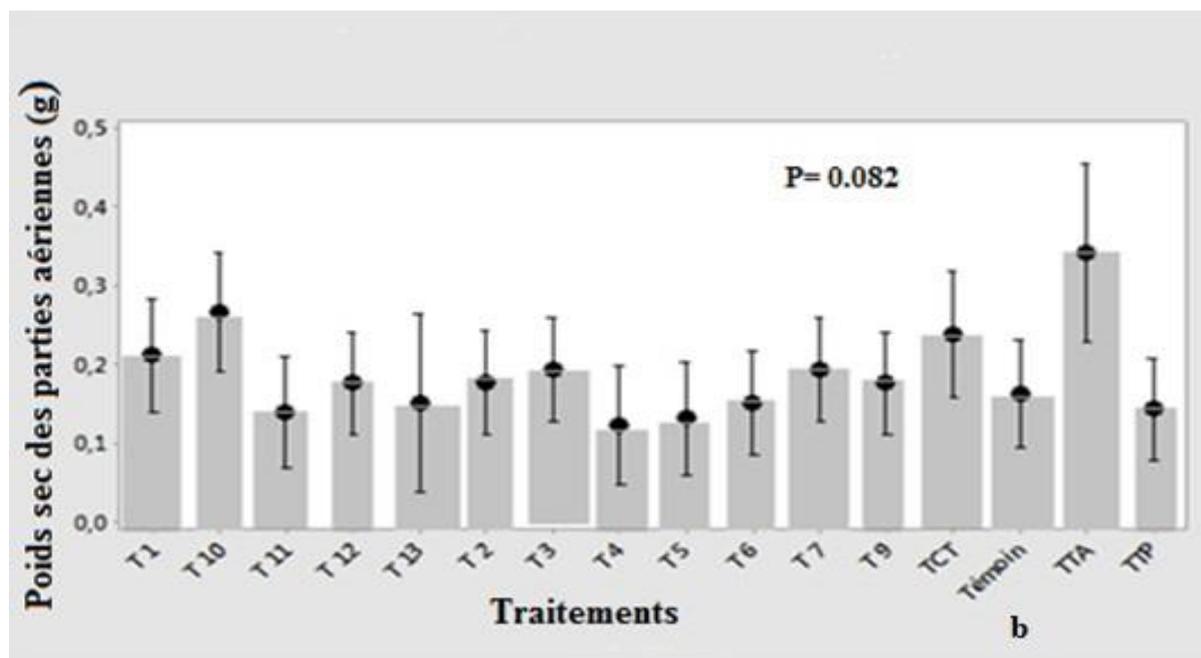


Figure 14 : Variabilité du Poids frais (a) et du Poids sec (b) de la partie aérienne du plant d'orge selon l'effet des isolats de *Trichodermaspp.*

L'ensemble des isolats de *Trichodermaspp.* ont pu enregistrer un poids frais aérien plus important que celui du témoin (Figure 14), alors qu'aucune variabilité n'a pu être notée sur le poids sec aérien selon l'ensemble des traitements (Figure 14).

L'analyse de la variance du poids frais de la partie aérienne des plants a montré une différence très hautement significative ($P=0.000$, $P<0.05$) selon l'ensemble des traitements, alors qu'elle n'était pas significative pour le poids sec aérien des plants selon les traitements ($P=0.082$, $P>0.05$).

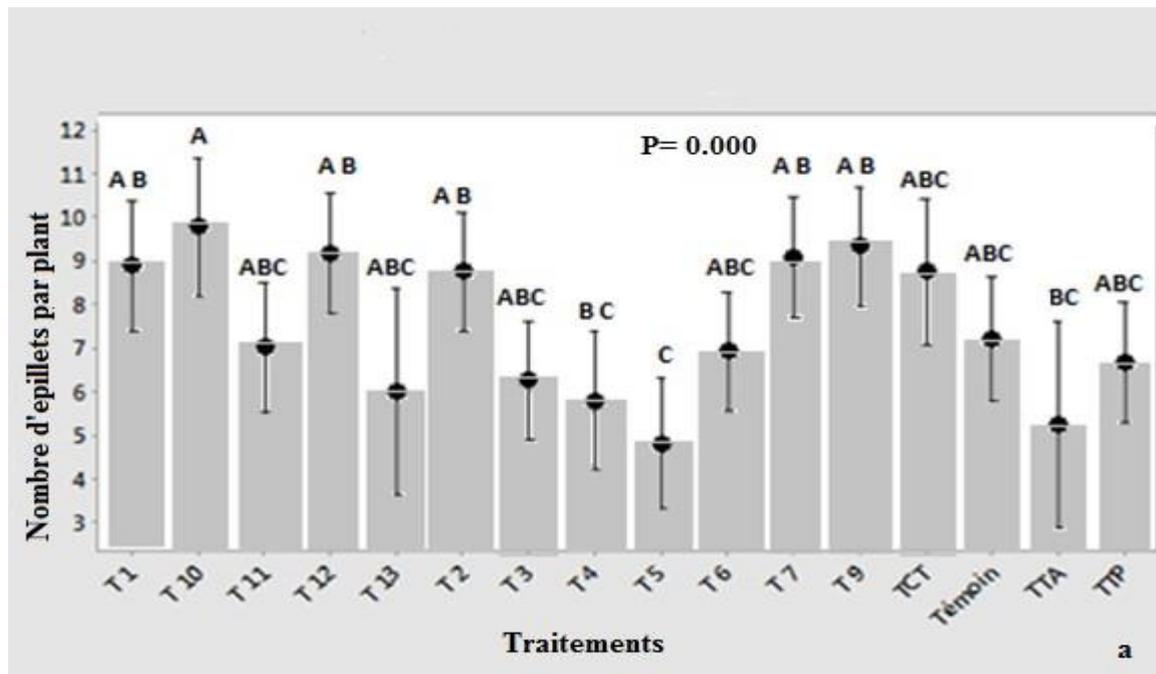
Le test de Tukey a mis en évidence 9 groupes homogènes de traitements considérés selon le poids frais de la partie aérienne. Leur classement dans l'ordre décroissant a été établi comme suit :

- Groupe A renfermant l'isolat T12 (1.5217g).
- Groupe AB renfermant les isolats TCT (1.432g) T1 (1.3892g).
- Groupe BC renfermant l'isolat T13 (1.2258g).
- Groupe BCD renfermant les isolats T1 (1.2033g).
- Groupe CDE renfermant les isolats TTA (1.0917g) T10 (1.0300g).

- Groupe CDEF renfermant l'isolat TTP (0.98917g).
- Groupe DEF renfermant les isolats T3 (0.9483g) et T5 (0.9483g).
- Groupe EF renfermant les isolats T2 (0.9267g), T6 (0.9325g), T7 (0.8442g), T8 (0.8333g) et T9 (0.8733g).
- Groupe F renfermant l'isolat T4 (0.7633g) et le témoin (0.7542g).

3.1.4. Effet sur le rendement en épillets, en épis et en grains :

Figure 14 représente la production des épis (a et b) et des grains (c) par plant d'orge selon l'effet des isolats de *Trichoderma* spp.



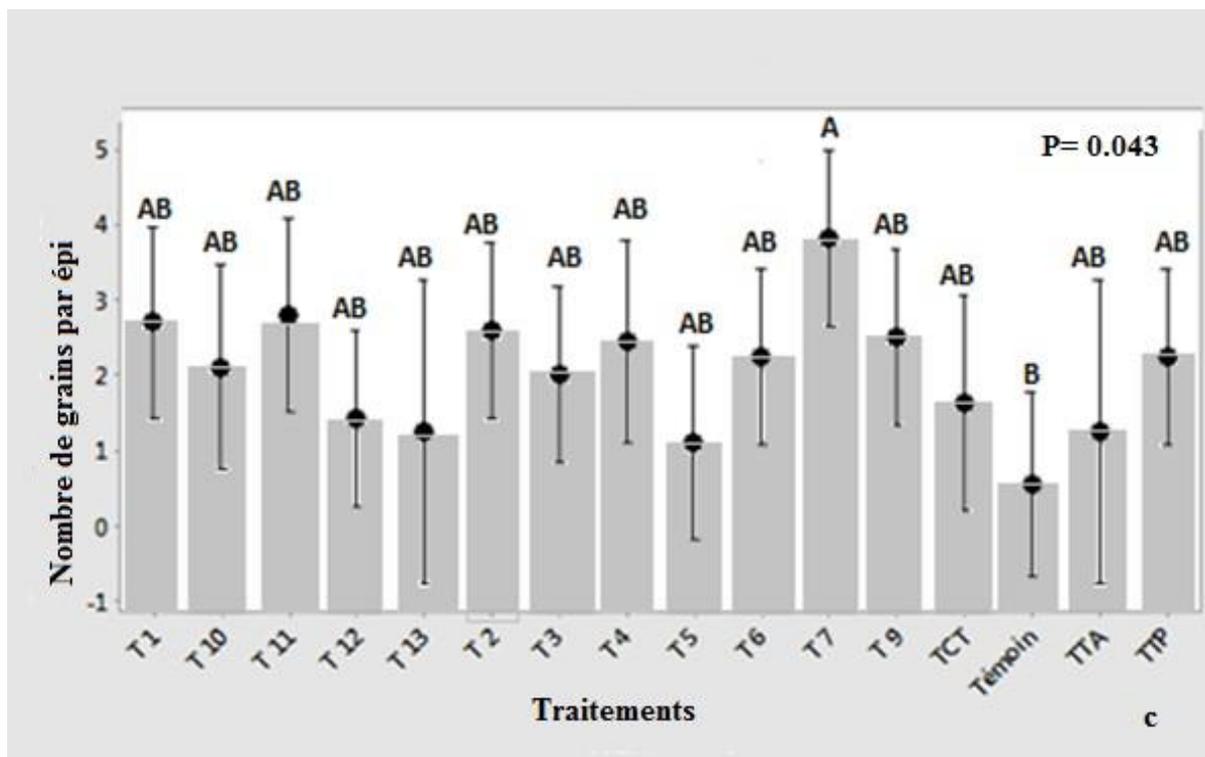
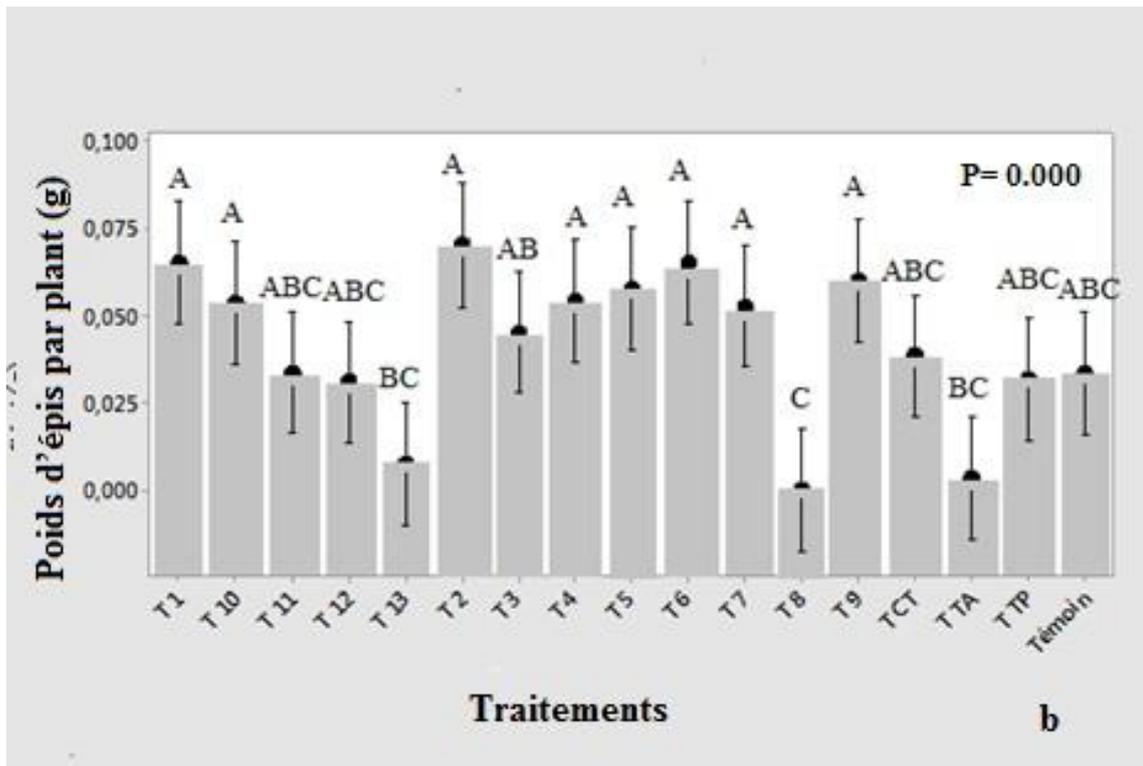


Figure 15 : Production des épis (a et b) et des grains (c) par plant d'orge selon l'effet des isolats de *Trichoderma* spp.

L'évaluation de la production des plants d'orge cultivés sous l'effet des isolats de *Trichodermaspp.* ont montré une variabilité selon le nombre des épillets et le poids d'épis par plant ainsi que le nombre de grains produits par épi (Figures : 15a, 15b et 15c).

L'analyse de la variance a montré une différence très hautement significative pour le nombre d'épillet le poids d'épis ($P=0.000$, $P<0.05$) et significative pour le nombre des grains produits ($P=0.043$, $P<0.005$).

Une variabilité a affecté positivement le nombre d'épis produits par plant sous l'effet de certains isolats de *Trichodermaspp.* alors que, d'autres ont montré le même niveau de production en nombre que le témoin. Cependant d'autres isolats ont révélé un niveau de production plus faible (Figure 15a et Figure 15b).

Le test de Tukey a mis en évidence 5 groupes homogènes de traitements considérés selon le poids d'épis produit par plant. Leur classement dans l'ordre décroissant a été établi comme suit (**Figure 15-a-**):

- Groupe A renfermant les isolats T1 (0.065g), T10 (0.053g), T2 (0.07g), T4 (0.054g), T5 (0.057g), T6 (0.065g), T7 (0.052g) et T9 (0.060g).
- Groupe AB renfermant l'isolat T3 (0.045g).
- Groupe ABC renfermant T11 (0.033g), T12 (0.030g), TCT (0.038g), TTP (0.031g) et Témoin (0.033g).
- Groupe BC renfermant les isolats T13 (0.007g) et TTA (0.003g).
- Groupe C renfermant l'isolat T8 (0.000g).

Le test de Tukey a mis en évidence 5 groupes homogènes de traitements considérés selon le nombre des épillets produit par plant. Leur classement dans l'ordre décroissant a été établi comme suit (Figure 15b) :

- Groupe A renfermant l'isolat, T10 (9.778).
- Groupe AB renfermant l'isolat T9 (9.333), T12 (9.167), T7 (9.08), T1(8.900), T2 (8.750) TCT (8.750)
- Groupe ABC renfermant les isolats Témoin (7.182), T11(7.000), T6 (6.917), TTP (6.667), T3 (6.250), T13(6.000)
- Groupe BC renfermant l'isolat T4 (5.778), (TTA 5.250).
- Groupe C renfermant l'isolat T5 (4.800).

Une variabilité a été également enregistrée selon le nombre de grains produits par épi où l'ensemble des isolats de *Trichodermaspp.* ont nettement augmenté le poids en comparaison avec le témoin, particulièrement l'isolat T7 (3.83). (Figure 15 c).

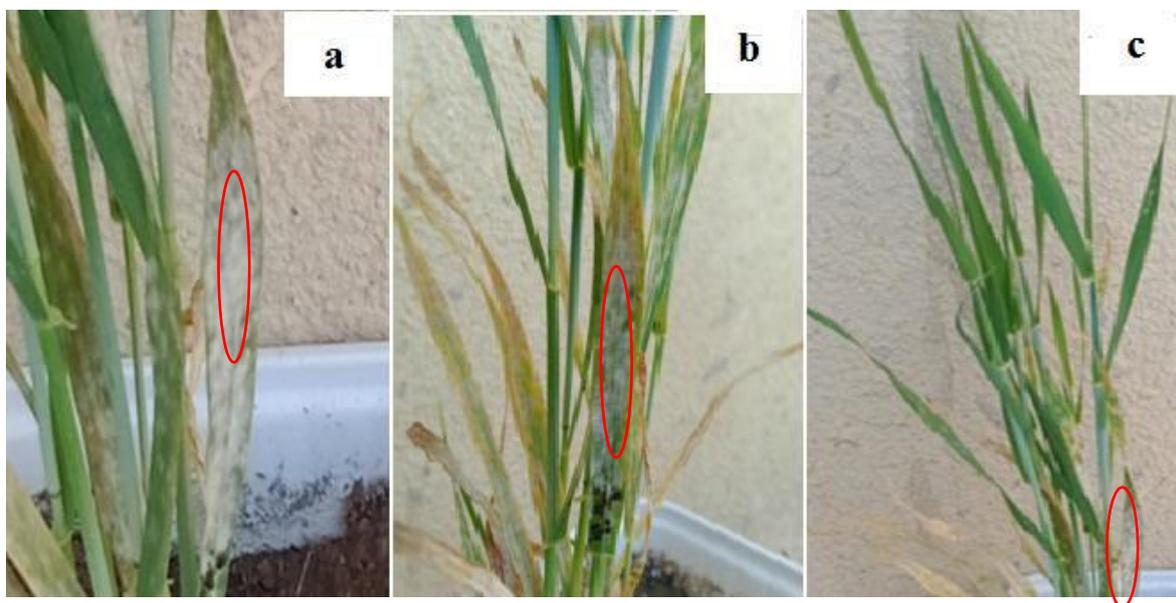
Le test de **Tukey** a mis en évidence 3 groupes homogènes de traitements considérés selon le nombre des grains produits. Leur classement dans l'ordre décroissant a été établi comme suit :

- Groupe A renfermant l'isolat T7 (3.83).
- Groupe AB renfermant les isolats : T1 (2.700), T10 (2.111), T11 (2.800), T12 (1.417), T13 (1.250), T2 (2.583), T3 (2.000), T4 (2.444), T5 (1.100), T6 (2.250), T9 (2.500), TCT (1.63), TTA (1.250), TTP (2.250).
- Groupe B renfermant le témoin (0.545).

Impact d'utilisation des isolats de *Trichoderma spp.* sur l'occurrence des maladies sur les plants d'orge cultivés en pots :

3.1.5. Recherche et description des symptômes :

Figures 16 et 17 représentent les symptômes foliaires et de l'infection fongiques d'oïdium sur les plants d'orge cultivés en pots.

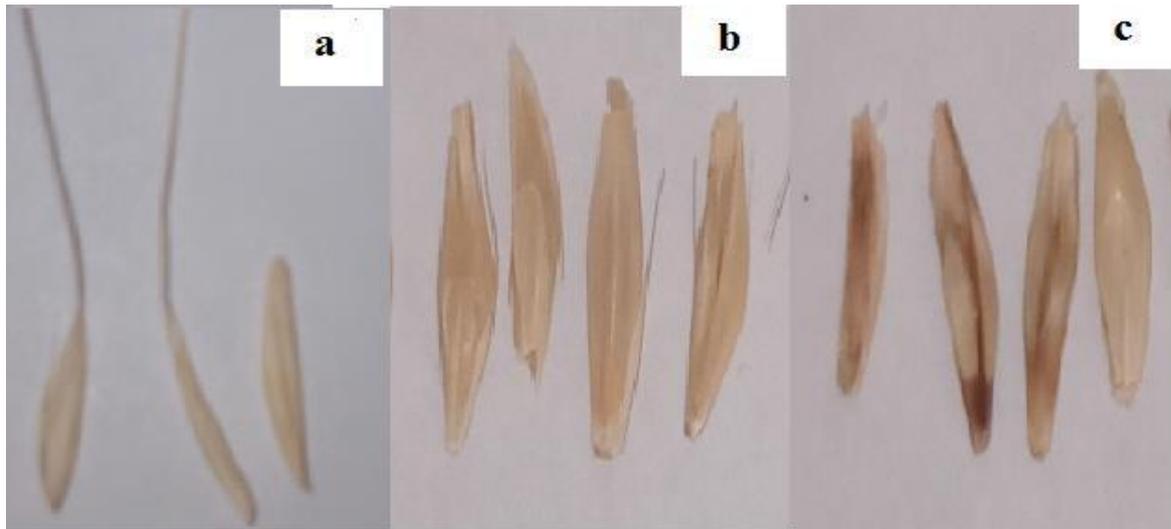


Témoin

T12

T11

Figure 16 : Symptômes foliaires fongiques d'oïdium sur les plants d'orge cultivés en pots.



a : les épillets vides et sains du Temoin ,b : les grains sains de T11 , les grains infectés de TCT .

Figure 17 : Les symptômes de l'infection fongique des grains d'orge.

Notre culture d'orge a présenté des taches avec un duvet blanchâtre sur les limbes des feuilles basales. Les symptômes rappellent ceux de l'oïdium d'après Dr Moumene S. (Communication personnelle, 2020). Les symptômes se sont également développés sur les grains particulièrement les glumes des épis de témoins.

Dans ce sens nos résultats concordent avec ceux révélés par Sayoud et *al.*,(1999). Ce chercheur a montré que l'oïdium causé par l'agent pathogène *Erysiphegraminis*f.sp.tritici, peut attaquer le blé sur toute la durée de la culture. Les parties les plus infectées sont les feuilles et les épis. Le premier signe d'attaque par ce parasite est l'apparition de taches sous forme de duvets blanchâtres ou gris pâle sur les limbes des feuilles basales. Durant la progression de la maladie, les duvets se développent sur les feuilles des étages supérieures. Quand l'attaque est sévère, les taches se développent sur les graines des feuilles et les glumes des épis

3.1.6. Effet sur l'infection des feuilles et des grains :

Figure 19 représente une variabilité de l'infection des feuilles (a) par plant et des grains (b) par épi d'orge selon l'effet des isolats de *Trichodermaspp.*

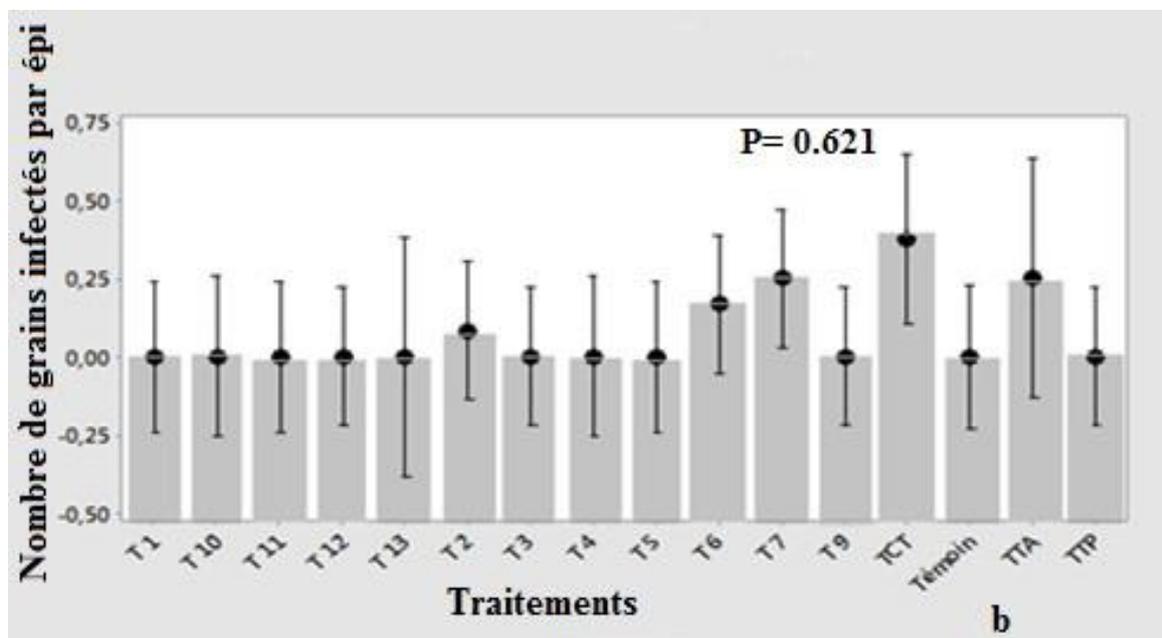
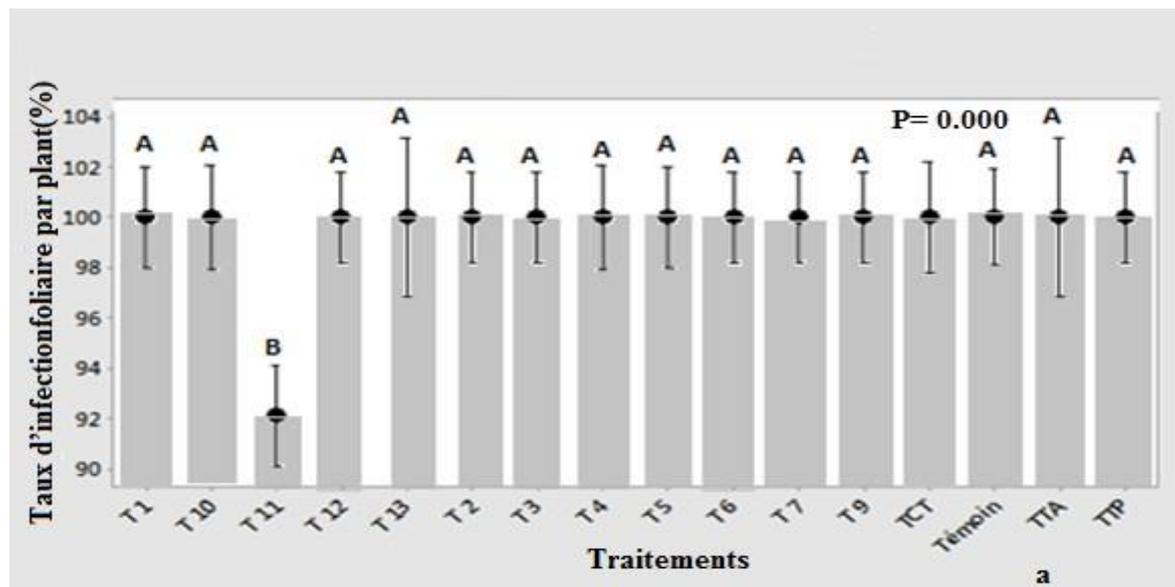


Figure 19 : Variabilité de l'infection des feuilles (a) par plant et des grains (b) par épi d'orge selon l'effet des isolats de *Trichodermaspp.*

L'évaluation de l'infection des plants d'orge cultivés sous l'effet des isolats de *Trichodermaspp.* a montré une variabilité seulement selon les taux d'infection foliaire (Figure 19a).

L'analyse de la variance a montré une différence très hautement significative pour le pourcentage d'infection des feuilles par plant ($P=0.000$, $P<0.05$) mais non significative pour le nombre de grains contaminés par épi ($P=0.621$, $P>0.005$).

Une variabilité a affecté positivement le nombre de grains contaminé qui demeure différent et plus faible que celui enregistré par le témoin et les autres isolats de *Trichodermaspp*. Il correspond à l'isolat T11, soit un effet réducteur d'infection ou une résistance induite chez les plants vis-à-vis de l'infection foliaire développée. Cependant d'autres isolats ont révélé le même niveau d'infection sur les plants témoins et traités par les autres isolats de *Trichodermaspp*. (Figure 19a et Figure 19b).

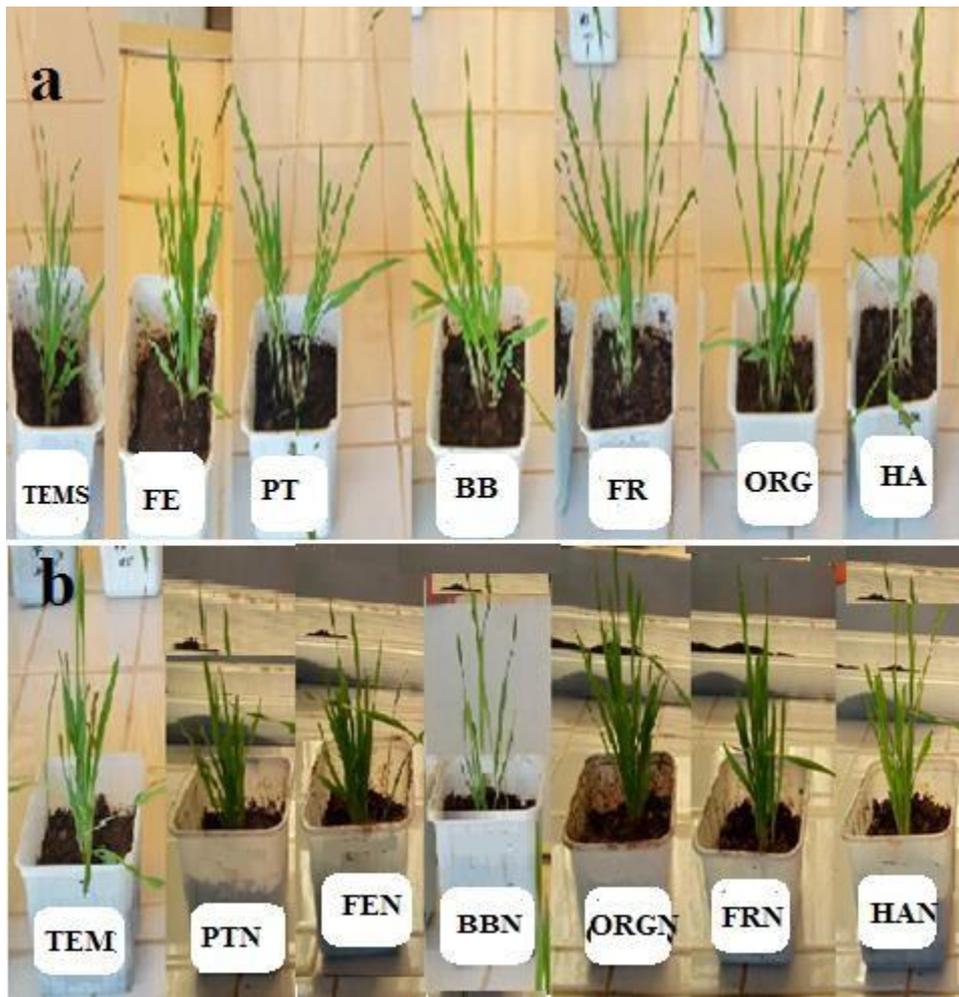
Le test de Tukey a mis en évidence 2 groupes homogènes de traitements considérés selon le pourcentage d'infection foliaire par plant. Leur classement dans l'ordre décroissant a été établi comme suit (Figure 19 a):

- Groupe A renfermant les isolats T1(100%), T2(100%), T3(100%), T4(100%), T5(100%), T6(100%), T7(100%), T8(100%), T9(100%), T10(100), T12(100),T13(100), TCT(100%), TTP(100%),TTA(100%) et Témoin
- Groupe B renferme l'isolat T11 (82%).

3.2.Impact d'utilisation des sols mycorhizés sur la croissance des plants d'orge :

Variabilité de la hauteur des plants d'orge cultivés selon les types de sols :

Figure 19 représente une variabilité de la hauteur des plants les plants d'orge cultivés dans chacun des types de sol mycorhizés associés au substrat stérilisé ont montré une hauteur de (27.92cm a 37.33cm) plus importante que, ceux des témoins (de 29.39 cm a 35.28cm) en particulier le type HA (37.33cm) (Figure18). Par ailleurs, seuls les plants cultivés dans les sols mycorhizés : HAN et FRN associés séparément au sol non substrat ont enregistré une hauteur plus élevée (HAN : 36.83cm, FRN : 35.54cm) que les témoins (TEMS : 29.39cm TEM :35.28 cm)(Figure19).

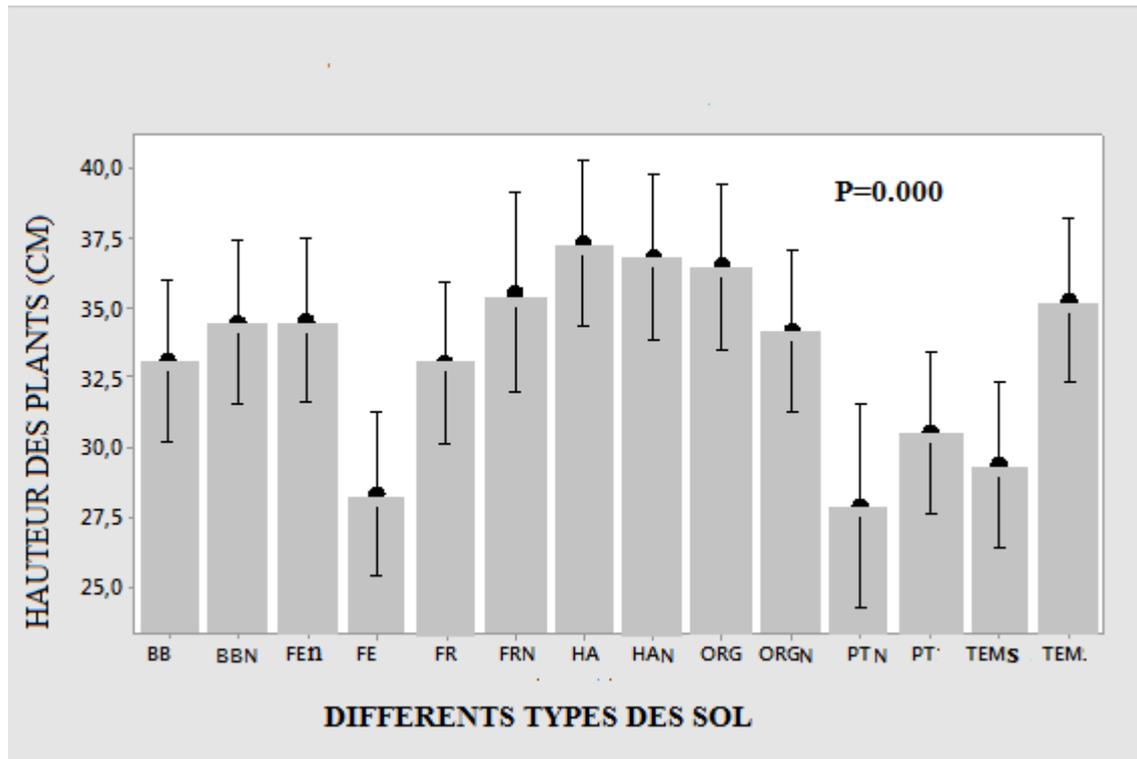


PT :sol de pomme de terre, FR : sol de fraise ,ORG :sol d'orge ,HA :sol d'haricot, BB :sol d'*Allium triquetrum* ,FE :sol de fève, FR :sol de fraise ,TEM: témoin avec substrat non stérile ,TEMS :témoin avec sol stérile, a :substrat stérile, b :substrat non stérile

Figure 20 : Variabilité de la hauteur des plants cultivés d'orge a agés de 15 jours selon les types de sols.

3.2.2 Effet des types de sols sur la hauteur des plants :

Figure 19 représente la hauteur des plants d'orge selon l'effet de différents types de sol



PT :sol de pomme de terre, FR : sol de fraise ,ORG :sol d'orge ,HA :sol d'haricot, BB :sol d'*Allium triquetrum* ,FE :sol de fève, ,TEMS: témoin avec substrat stérile, TEM :témoin avec substrat non stérile

Figure 21 : Hauteur des plants d'orge selon l'effet de différents types de sol.

L'analyse de la variance des hauteurs des plants d'orge cultivés a révélé une différence très hautement significative selon les types de sols mycorhizés ($P=0.000$, $P < 0.05$).

Les plants cultivés dans chacun des types de sols mycorhizés associé au substrat non stérilisé ont enregistré une meilleure hauteur de (30.56 cm à 36.83cm) que les autres types de sols associé au substrat stérilisé (27.92cm à 37.83cm) mais, les valeurs restent voisines des témoins cultivés dans le substrat non stérilisé (35.28cm) (**Figure21**).

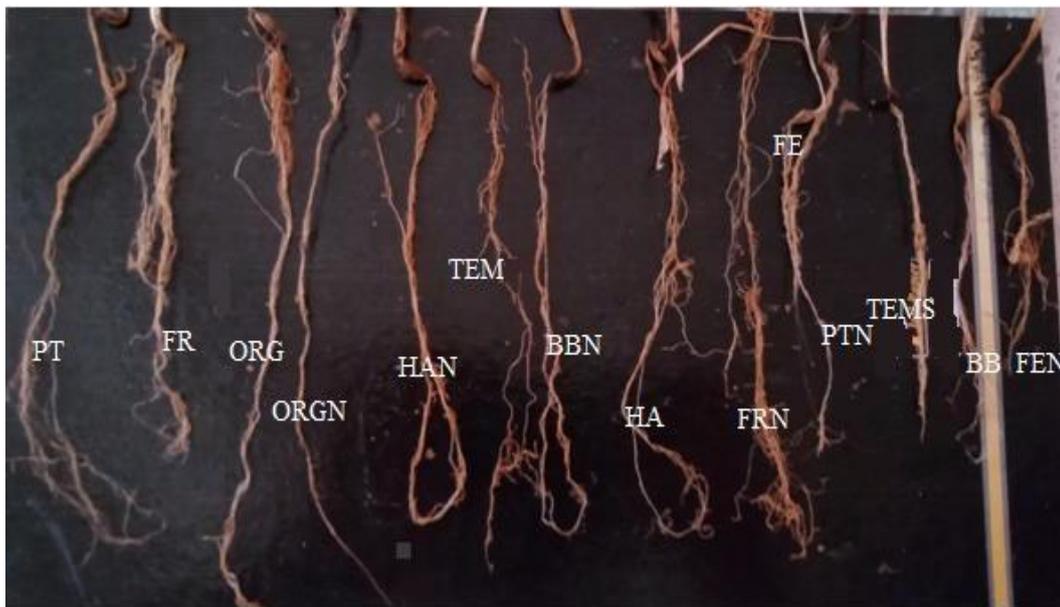
Le test de Tukey a mis en évidence 5 groupes homogènes distincts selon les types de sol considérés. Leur classement selon la hauteur des plantes d'orge dans l'ordre décroissant est le suivant (**Figure 21**):

- Groupe A renfermant les types de sol : HA (37.33cm), HAN (36.83cm),
- Groupe AB renfermant les types de sol : ORGN (36.50cm),

- Groupe ABC renfermant les types de sol : FRN (35.54cm), TEMS (35.28cm), FEN, (34.56cm), BBN (34.50cm) ORGN (34.167cm) BBN (33.11cm) FR (33.056 cm PTN (30.56cm)
- Groupe B C renfermant le type de sol : TEMNS (29.39cm),
- Groupe C renfermant les types de sol : FE (28.36cm) PT (27.92cm).

3.2.3. Variabilité du Poids sec de la partie racinaire :

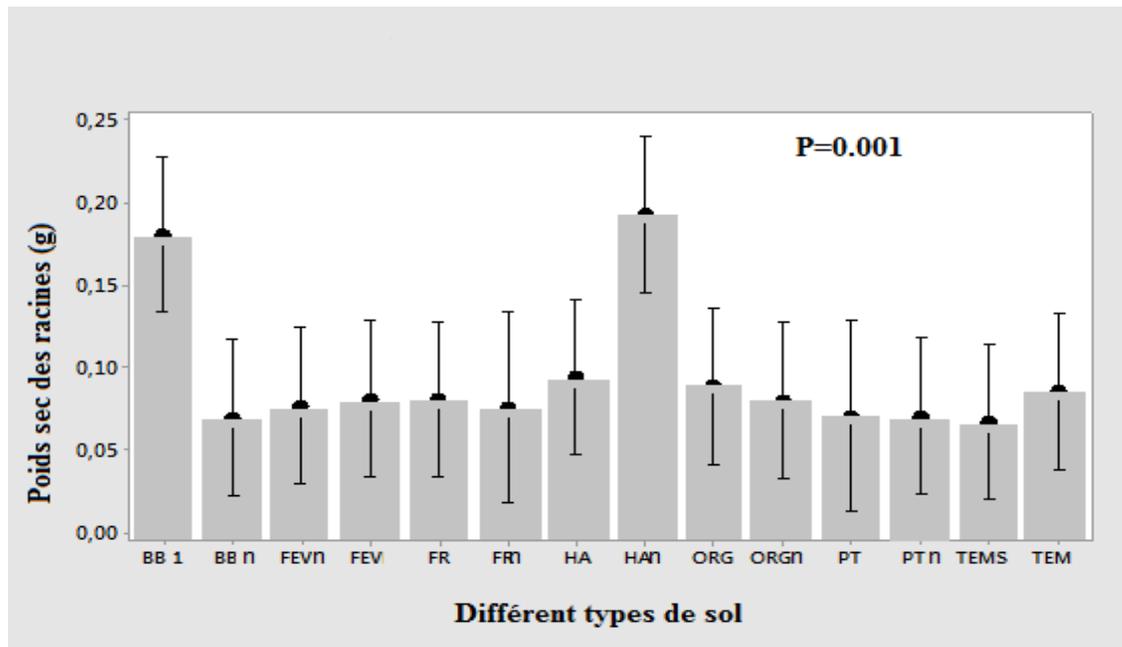
Les plants d'orge cultivés ont présenté une variabilité morphologique de leur parties racinaires selon les types de sols mycorhizés (Figure 21).



PT :sol de pomme de terre, FR : sol de fraise ,ORG :sol d'orge ,HA :sol d'haricot, BB :sol d'*Allium triquetrum* ,FE :sol de fève, FR :sol de fraise ,TEMS: témoin avec sol stérile ,TEM : témoin avec sol non stérile

Figure 21 : Variabilité morphologique des parties racinaires des plants d'orge cultivés selon les types de sols

Figure 22 : représente le poids sec des parties racinaires des plants d'orge cultivés selon les types de sol



PT :sol de pomme de terre, FR : sol de fraise ,ORG :sol d'orge ,HA :sol d'haricot, BB :sol d'*Allium triquetrum* ,FE :sol de fève ,TEM:temoin, S : substrat stérile, N : substrat non stérile.

Figure 22 : Poids sec des parties racinaires des plants d'orge cultivés selon les types de sol.

Les plants cultivés dans chacun des types de sol mycorhizés associé au substrat stérile ont enregistré un poids sec racinaire plus important (de 0.09439g à 0.06950g) que, celui du témoin (de 0.06689g à 0.08533g).Cependant, les types de sol mycorhizés: HAN et BBN associés séparément au sol non stérile ont enregistré un poids sec racinaire plus important (HAN :0.1927g) (BBN :0.1803g),que celui des témoins stérile et non stérile (TEMS :0.06689 g et TEM :0.08533g (**Figure 22**)).

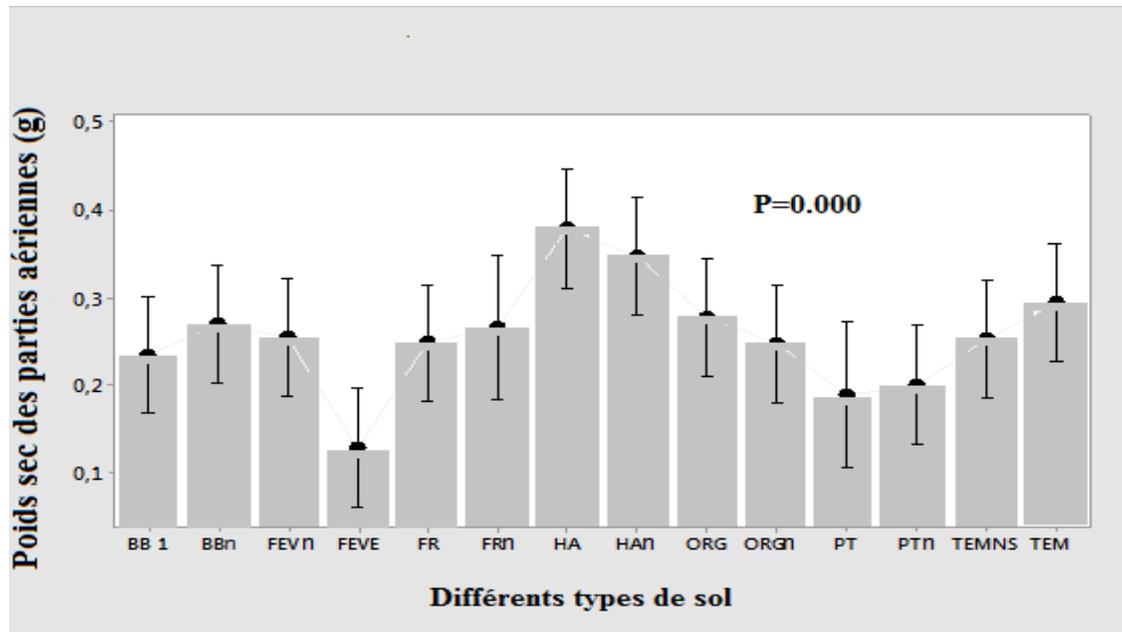
L'analyse de la variance des poids secs des plants a montré une différence très hautement significative selon les types de sols ($P=0.001$, $P<0.05$).

Le test de Tukey a mis en évidence 3 groupes homogènes des types de sols considérés selon le poids sec racinaire. Leur classement dans l'ordre décroissant a été établi comme suit (Figure 22):

- Groupe A renfermant le type : HAN (0.1927g)
- Groupe AB renfermant les types BBN (0.1803g), HA (0.09439g), ORG (0.08822g), TEM (0.08533g), FE (0.08061g), FR (0.08050g), ORGN (0.07972g), FEN (0.07639g), FRN (0.07575g), PT (0.07058g) .
- Groupe B renfermant les types : PTN (0.07033g), BBN (0.06950g), TEMNS (1.06689g).

3.2.5. Effet des types de sols sur le poids sec des parties aériennes :

Figure 23 : représente le poids sec des parties aériennes selon les types de sols.



PT :sol de pomme de terre, FR : sol de fraise ,ORG :sol d'orge ,HA :sol d'haricot, BB :sol d'*Allium triquetrum* ,FE :sol de fève, FR :sol de fraise ,TEM:temoin, S : substrat stérile, N : substrat non stérile

Figure 23 : poids sec des parties aériennes des plants d'orge cultivés selon les types de sol

Les plants d'orge cultivés dans chacun des sols mycorhizés : HA et HAN ont montré un poids sec aérien plus élevé (HA 0.3794g) HAN (0.3483g) que les autres types de sols dont, leurs poids secs de 0.12961g à 0.2778g étaient similaires à ceux des témoins (0.2533g),(0.2944g).

Cependant, La culture des plants dans les types de substrat non stérile ont révélé de plus faibles poids secs des parties aériennes 0.2006g à 0.3483g) (Figure 23).

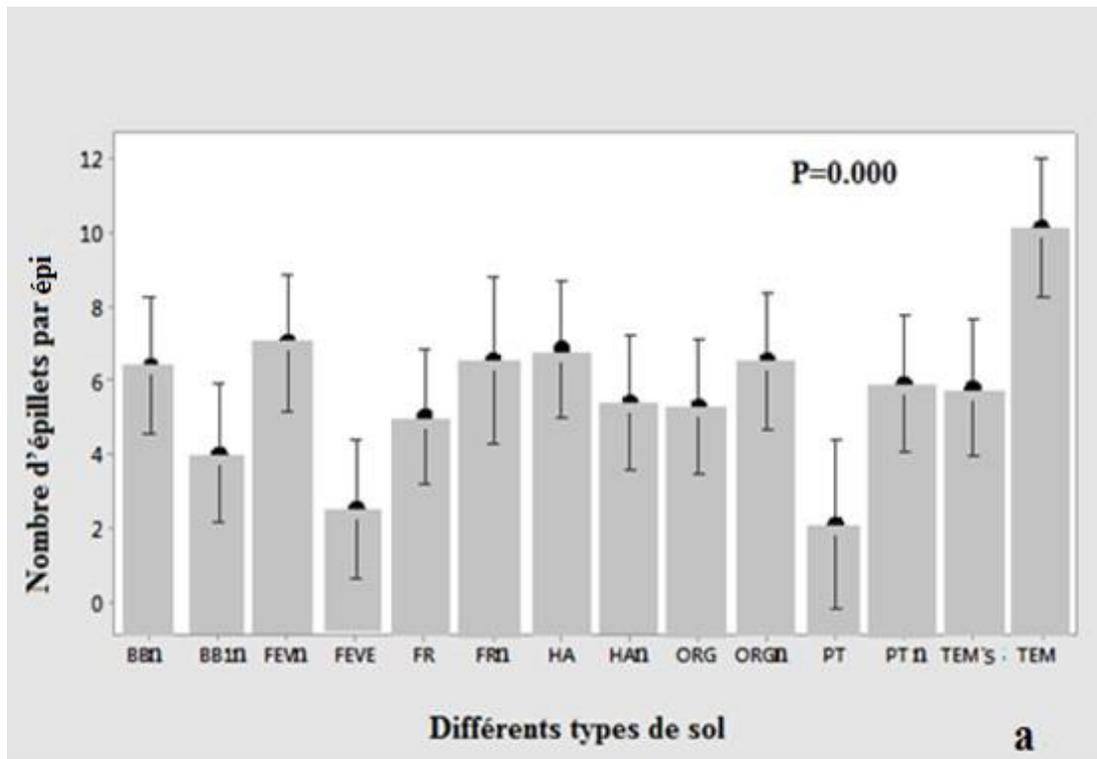
L'analyse de la variance des poids secs des parties aériennes des plants a montré une différence significative selon les types de sols considérés ($P=0.000$, $P<0.05$).

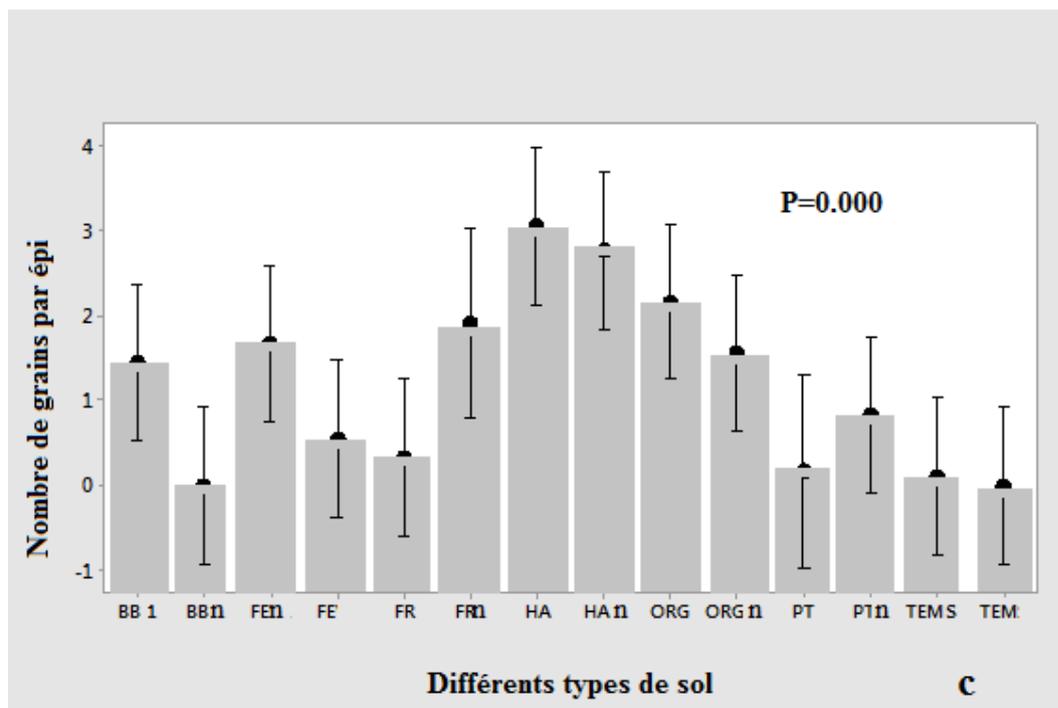
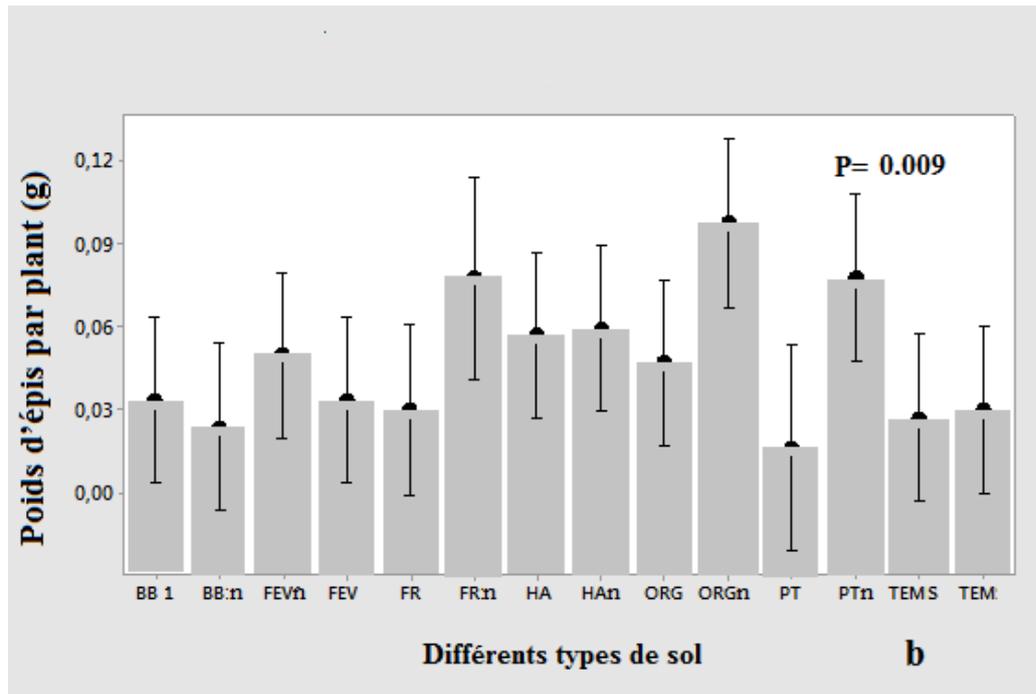
Le test de Tukey a mis en évidence 5 groupes homogènes de types de sols selon le poids sec des parties aériennes des plants. Leur classement dans l'ordre décroissant a été établi comme suit (**Figure 23**) :

- Groupe A renfermant le type HA (0.3794g).
- Groupe A B renfermant le type HAN (0.3483g),TEM (0.2944g).
- Groupe A BC renfermant les types : ORG (0.27778g) BB (0.2712g) FRN (0.2667g) FEN (0.2556g) TEMS (0.2533g) FR (0.2489g) ORGN (0.2474g) BBN (0.2356g)
- Groupe ABC renfermant les types PTN (0.2006g), PT (0.1900g).
- Groupe C renfermant les types : FEVN (0.1261g).

3.2.5. Effet des types de sols sur le rendement en épis et en grains :

Figure 23 : représente le rendement en épis et en grains selon les types de sols :





PT :sol de pomme de terre, FR : sol de fraise ,ORG :sol d'orge ,HA :sol d'haricot, BB :sol d'*Allium triquetrum* ,FE :sol de fève ,TEM: témoin avec substrat non stérile , TEMS : témoin avec substrat stérile, N : substrat non stérile

Figure24 : Rendement en épis (a et b) et en grains (c)par plant d'orge cultivé selon l'effet des types de sols.

L'évaluation de la production des plants d'orge cultivés sous l'effet de chacun des types de sols mycorhizés associé au substrat stérile et non stérile

Ont montré une variabilité selon le nombre des épillets par épi le poids d'épi par plant ainsi que, le poids des grains produits par épi (Figure 24 a, 24b, 24c).

L'évaluation de la production des plants d'orge cultivés sous l'effet de chacun des types de sols mycorhizés associé au substrat stérile et non stérile ont montré une variabilité selon le nombre des épillets par épi le poids d'épi par plant ainsi que, le poids des grains produits par épi (Figure 24 a, 24b, 24c).

L'analyse de la variance a montré une différence très hautement significative pour le poids d'épis et le nombre des épillets ($P=0.009$, $P<0.05$) ($P=0.000$, $P<0.05$) et significative pour le nombre des grains produits ($P=0.000$, $P<0.005$).

Le test de Tukey a mis en évidence 3 groupes homogènes de types de substrat selon le nombre d'épillets produits par plant. Leur classement dans l'ordre décroissant a été établi comme suit (Figure 23a):

- Groupe A renfermant le type de sol : TEM (10.167)
- Groupe AB renfermant le type de sol : FEN (7.06), HA (6.89), FRN(6.583), ORGN(6.556),BBN(6.444), PTN(5.944) TEMS (5.833)
- Groupe B renfermant le type de sol : HAN (5.44) ORG (5.33) FR (5.056) BB (4.056) FE (2.556) PT (2.16)

Le test de Tukey a mis en évidence 2 groupes homogènes de types de sols selon le poids d'épis produit par plant. Leur classement dans l'ordre décroissant a été établi comme suit (Figure 24b)

Groupe A renfermant le type de sol ORGN : (0.0976g)

Groupe AB renfermant les types de sol : (PTN (0.0778g) FRN(0.07750g) HAN (0.0594 g) HA(0.0572) FEN (0.0500g) ORG(0.0472g) FE (0.03389 g)BBN (0.03378g)FR (0.03059g) TEM (0.03000g)TEMS(0.02722g).BBN(0.0238g) PT(0.0167g)

Le test de Tukey a mis en évidence 3 groupes homogènes de types de sols selon le nombre des graines produits par plant. Leur classement dans l'ordre décroissant a été établi comme suit (Figure 24c):

- Groupe A renfermant le type de sol HA (3.056)

- Groupe AB renfermant le type de sol : FRN (1.083)
- Groupe ABC renfermant le type de sol, ORG(2.167) FRN (1.917) ,FEN(1.667) ORGN(1.556) ,BBN(1.444), PTN(0.833)

Groupe BC renfermant le type de sol FE (0.556)

Groupe C renfermant le type de sol : FR (0.333) PT (0.167) TEM (0.111) TEMS (0.0000) BBN (0.0000).

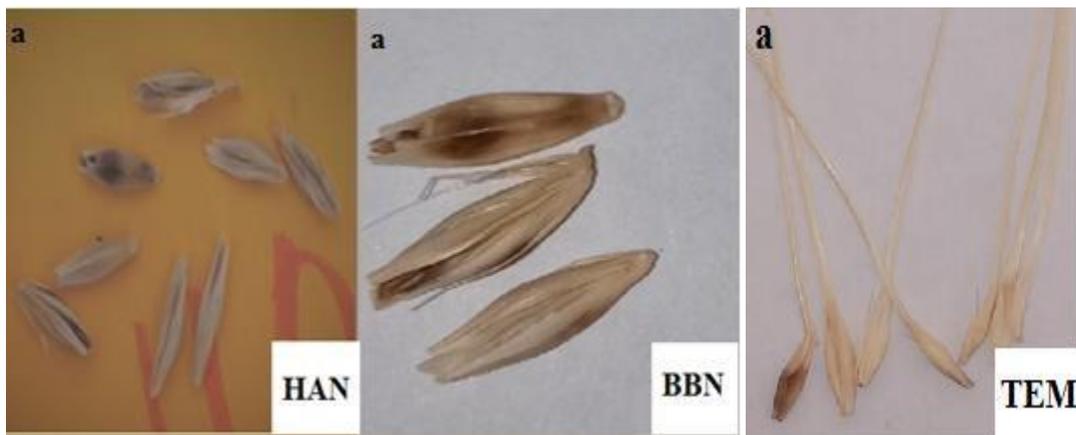
3.2.6. Impact d'utilisation des sols mycorhizés sur l'occurrence des maladies sur les plants d'orge cultivés en pots :

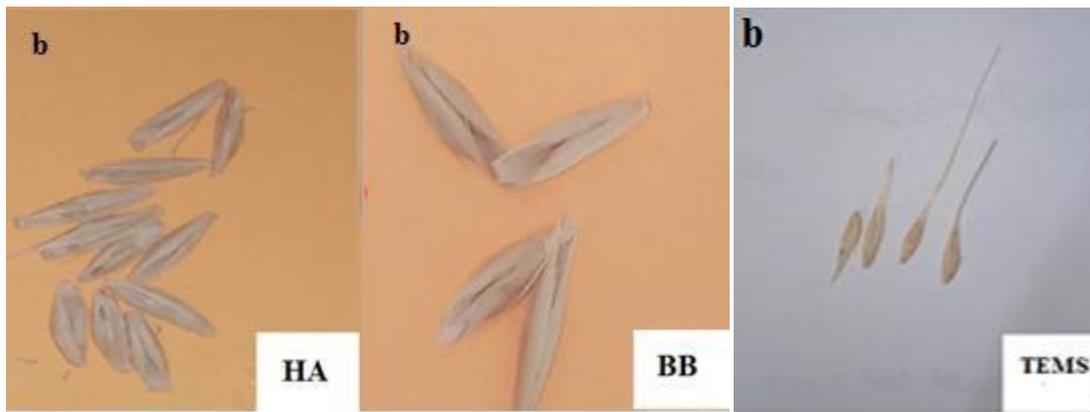
Etat phytosanitaire des plants :

Recherche et description des symptômes :

Notre culture d'orge a présenté Des taches brunes foncés à noir sur les glumes et les grains des taches avec. ces symptômes sont causés par *Helminth* spp d'après Dr Moumene S. cependant Il n'y apas des traces de maladie fongique très importantes sur les feuilles d'orge mycorhizé et témoin.

Helminth spp est un champignon pathogène touche toutes les parties de la plante et produit une variété de symptômes, allant d'une brûlure des semis et d'une pourriture des racines et des taches brunes foncés à noir peuvent apparaître sur les glumes et les grains d'après (anonyme 1980)



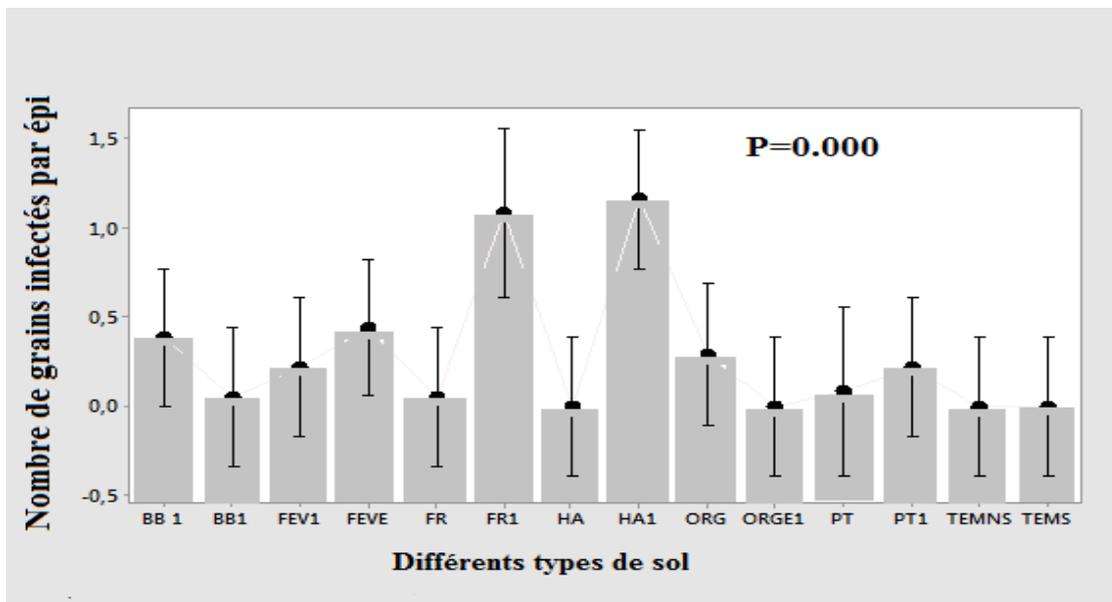


HA :sol d’haricot, BB :sol d’*Allium triquetrum*, N :non stérile, TEMS: témoin avec substrat stérile ,TEM : témoin avec substrat non stérile, a : Contaminées ,et b : Saines

Figure 25: Morphologie de l’état phytosanitaire des grains produits par les plants d’orge cultivés selon les types de sols.

3.2.7. Effet des types de sols sur la contamination des grains :

Figure 26 : représente la variabilité de contamination des graines selon type de sol.



PT :sol de pomme de terre, FR : sol de fraise ,ORG :sol d’orge ,HA :sol d’haricot, BB :sol d’*Allium triquetrum* ,FE :sol de fève, FR :sol de fraise ,TEM:témoin, S : substrat stérile, N : substrat non stérile

Figure 26 : Taux de contamination des grains produits par plant d'orge cultivé selon l'effet des types de sols

L'analyse de la variance du nombre de grains contaminés produits par plant d'orge cultivé a montré une différence très hautement significative ($P=0.000$, $P>0.005$) selon les types de sols .

Le test de Tukey a mis en évidence 3 groupes homogènes de Types de sols selon le nombre des grains contaminés. Leur classement dans l'ordre décroissant a été établi comme suit (Figure 25):

- Groupe A renfermant le type de sol :HAN(1.67)
- Groupe AB renfermant le type de sol :FRN (1.083)
- Groupe ABC renfermant le type de sol FEV (0.044) BBN(0.389), ORG (0.294), PTN(0.222),FEN(0.222) (0.0833),PT (0.0833) FR(0.556) BB(0.556)
- Groupe C renfermant les types de sol TEM (0.000) TEMNS (0.000) ORGN (0.000),HA (0.0000)

3.2.8. Variabilité du pouvoir de mycorhization des plants selon les types de sols

Les fréquences de colonisation et les intensités de mycorhization des racines d'orge ont montré une variabilité selon les types de sols.

Les types de sols HA (60%),FRN (60%) FR (43.25%) BBN(42.61%), ont montré une fréquence et intensité de colonisation très élevées, par degré moindre les types de sols :PTN (38.81%) PT (37.88%) FEN (36.82%) ,ORG (36.09%) HAN (32.12%). En revanche, de très faibles colonisation mycorrhiziennes ont été observées au niveau des racines d'orge FEN (27.99%),ORGN (28.150) ,BBN (28.30%), contrairement aux racines des témoins qui n'ont montré aucune mycorhization. La fréquence et l'intensité de colonisation des racines des plants par les types des sols mycorhizés et associés au sol stérile ont été très élevés que ceux associés au sol non stérile.

3. 5.1 Effet des types de sol sur la colonisation mycorhizienne

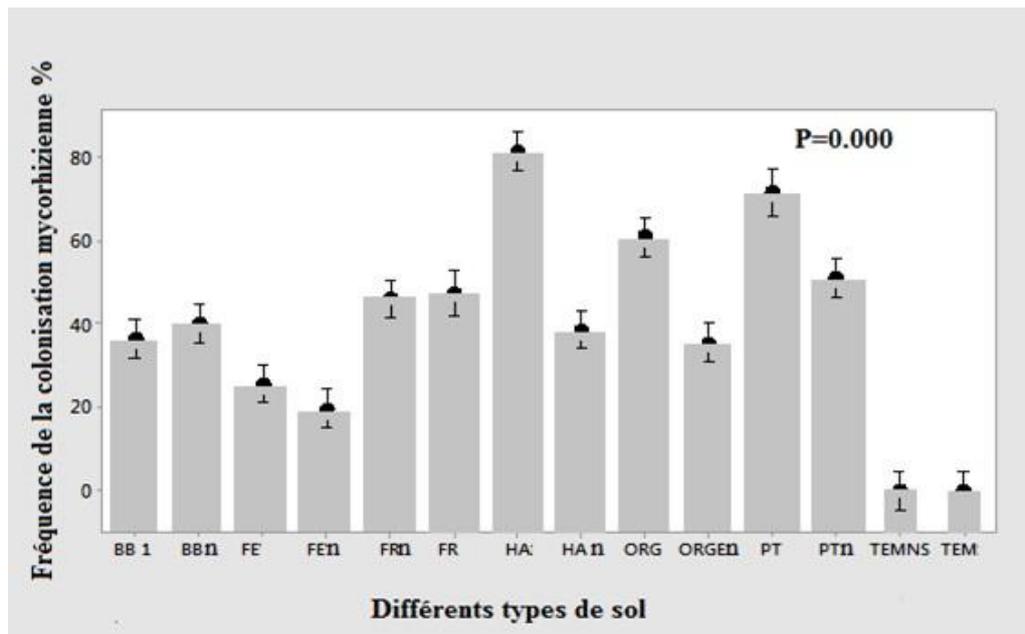


Figure 27 Fréquences de colonisation mycorhizienne des racines des plants d'orge cultivés selon les types de sols

L'analyse de la variance des fréquences de colonisation mycorhizienne a révélé une différence très hautement significative ($P = 0.000$; $P < 0.05$) selon les types de sols.

Le test de Tukey a mis en évidence 10 groupes homogènes de Types de sols. Leur classement selon les fréquences de colonisation des racines dans l'ordre décroissant est le suivant :

- _ Groupe A renfermant le type de sol : HA (81.610%) (Figure 27)
- _ Groupe AB renfermant le type de sol : PT (71.66%)
- _ Groupe BC renfermant le type de sol : ORG (61.11%)
- _ Groupe CD renfermant le type de sol : PTN (51.22%)
- _ Groupe DE renfermant les types de sol : FRN (47.500%),FR (46.11%)
- _ Groupe E renfermant les types de sol : BB (40%), HAN (38.61%)
- _ Groupe EF renfermant les types de sol : BBN (36.44%), ORG (35.443%)
- _ Groupe FG renfermant le type de sol : FEN (25.55%).
- _ Groupe G renfermant le type de sol : FE (19.67%).
- _ Groupe H renfermant les types de sol : TEMS, TEM (0.0000%), (0.0000%).

3.2. 8.Effet des types de sol sur l'intensité de mycorhization :

a) L'observation microscopique de cette racine (figure 28) a montré une importante intensité de colonisation mycorhizienne (M : plus de 90%) pour le sols mycorhizé de l'haricot selon l'échelle de notation du degré de mycorhization des fragments racinaires décrite par Trouvelot et *al.* (1986). Un forte colonisation par les hyphes intra- racinaire avec une intensité M de 90% avec une abondance remarquable des vésicules et des arbuscules.

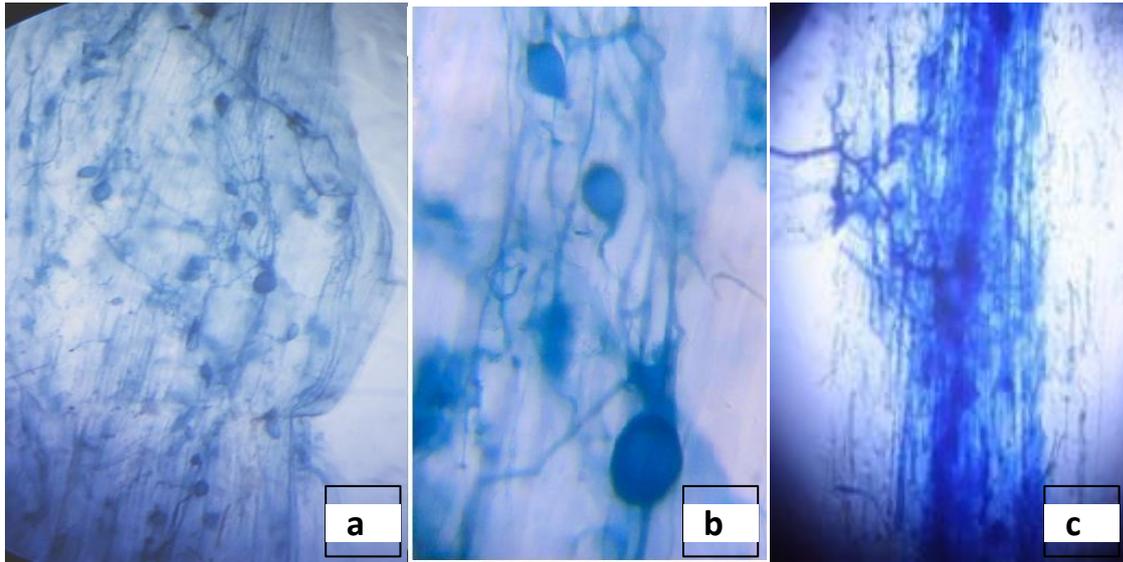


Figure 28 : Importante intensité de mycorhization des racines des plants cultivées d'orge selon le sol mycorhizé de l'haricot(a et c : grossissement x100,b : grossissement x400).

b) L'observation microscopique de cette racine (figure 29) a montré une faible intensité de colonisation mycorhizienne (M :moin de 10(a) et entre 11et 50(b)) pour le sols mycorhizé de feve selon l'échelle de notation du degré de mycorhization des fragments racinaires décrite par Trouvelot et *al.* (1986). Un faible colonisation par les hyphes intra- racinaire avec une présence très faible des vésicules et l'absence des arbuscules.

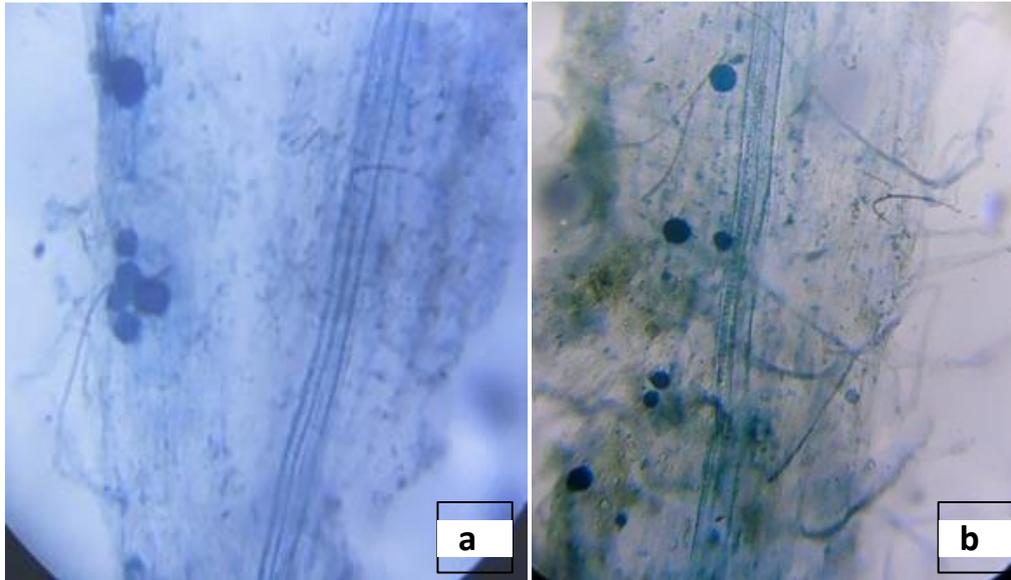


Figure 29 : Importante intensité de mycorhization des racines des plants cultivées d'orge selon le sol mycorhizé de fève. : (grossissement x400).

c) Les observation microscopique de ces racine (**figure 30**) ont montrés aucune trace de colonisation mycorhizien (M : 0%) pour le substrat stérile (a) et non stérile (b) selon l'échelle de notation du degré de mycorhization des fragments racinaires décrite par **Trouvelot et al. (1986)**.

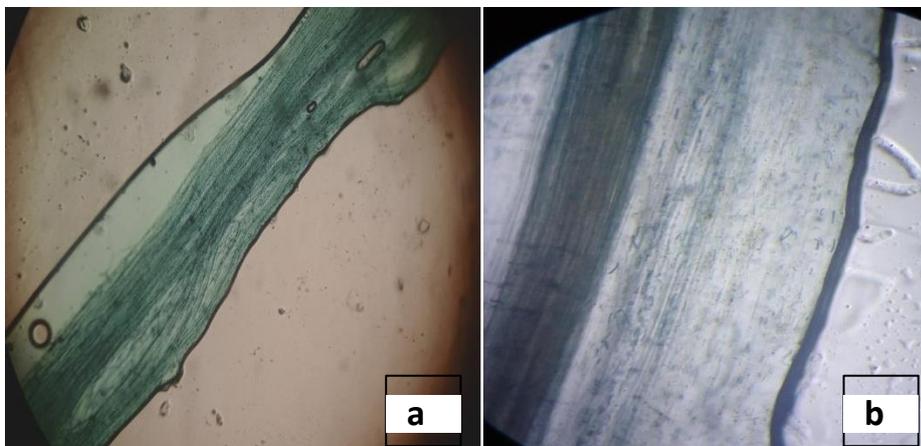
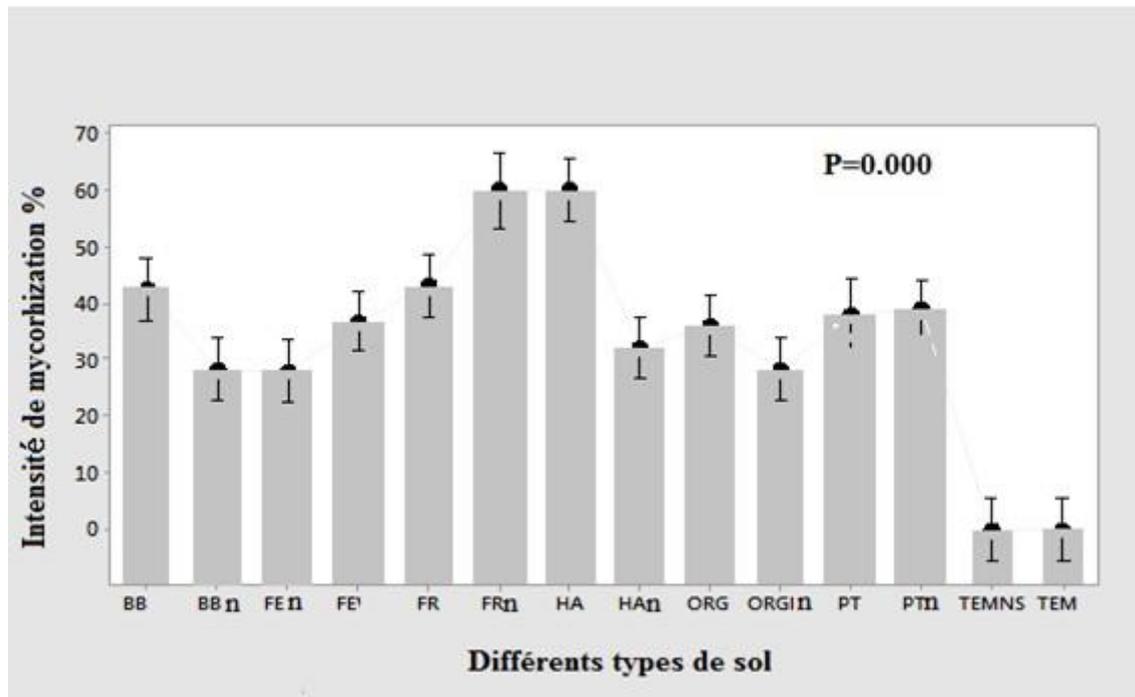


Figure 30 : L'absence de colonisation mycorhizien des racines des plants cultivées d'orge selon le substrat non mycorhizé stérile (a) et non stérile (b). (a : grossissement x100).

(b ;grossissement x400).

d) **Figure 31** : represente l'intensité de la mycorhization des racines des plants d'orge cultivés selon les types de sols.



PT :sol de pomme de terre, FR : sol de fraise ,ORG :sol d'orge ,HA :sol d'haricot, BB :sol d'*Allium triquetrum* ,FE :sol de fève, FR :sol de fraise ,TEMS:temoin, avec substrat stérile, TEM :avec substrat non stérile

Figure 31 : Intensité de la mycorrhization des racines des plants d'orge cultivés selon les types de sols.

L'analyse de la variance des intensités de mycorrhization des racines des plants cultivés a révélé une différence hautement significative ($P=0.000$; $P < 0.05$) selon les types de sols

Le test de Tukey a mis en évidence 5 groupes homogènes de types de sols. Leur classement selon les intensités de mycorrhization des racines dans l'ordre décroissant est le suivant :

- Groupe A renfermant les types de sol : FRN (60.00%), HA (60%).
- Groupe B renfermant les types de sol : FR (543.25%), BB (42.61%).
- Groupe BC renfermant les types de sol : PTN (38.81%), PT (37.88%), FE (36.82%), ORG (36.09%), HAN (32.12%).
- Groupe C renfermant les types de sol : BBN (28.30%), ORGN (28.150%), BBN (27.99%).
- Groupe D renfermant les types de sol : TEMS (0.00%), TEM (0.00%).

Discussion :

Tous les isolats de *Trichoderma* spp. sont parvenus à stimuler les paramètres de croissance et ont augmenté le rendement en épis et en grains. Cependant, aucune différence significative n'a été trouvée concernant le poids sec des parties aériennes. Ces résultats sont en accord avec les travaux de **Phuwawat et Soyong (1999)** qui ont montré que l'application de la suspension conidienne à la concentration de 53×10^8 spores /ml de la souche PC 01 de *T. harzianum* dans le milieu de plantation a montré une croissance et un rendement accrus du radis chinois.

Dans le même sens, **Mouria et al. (2007)** ont montré que six souches du *T. harzianum* ont stimulé la croissance de la tomate à des degrés variables.

En revanche, **Nieto-Jacobo et al. (2017)** ont affirmé que l'application de certaines souches telles que, *Trichoderma atroviride* B" LU668, *T. "novaeharzianum"* LU1328, *T. trixiae* LU297, et *Trichoderma* spp. LU753 n'ont eu aucun effet significatif sur la croissance des plantes de *Arabidopsis thaliana*.

En effet, **Ousley et al. (1994)** ont discuté la réponse de l'amélioration de la croissance des plantes par l'application de *T. harzianum* par la production de métabolites thermostables à effets stimulateurs ou par leur pouvoir de détoxification des substances présentes dans le sol et inhibitrices de la croissance des plantes.

Dans le même contexte, **Yedidia et al. (2001)** ont rapporté que la promotion de la croissance et du rendement par *Trichoderma* spp. peut être le résultat d'une augmentation de la surface des racines leur permettant d'explorer de plus grands volumes de sol pour accéder aux nutriments et d'une solubilité accrue des composés insolubles ainsi qu'une plus grande disponibilité des micronutriments.

Mieux encore **Baker (1988)** a signalé que les réponses de la croissance des plantes induites par *Trichoderma* spp. semblent être dû à la fois au contrôle des pathogènes mineurs et à la production d'un facteur de régulation de la croissance.

Tous les isolats de *Trichoderma* spp. sont parvenues à augmenter le taux de germination des graines de l'orge. L'isolat T11 a révélé une meilleure amélioration du pourcentage de germination des graines d'orge.

Par ailleurs, Les isolats : T7, T3, T10, T12, T13, T8, T9 et CT s'avèrent également intéressants dans la stimulation de germination par rapport aux autres isolats et les témoins. Ces résultats concordent avec ceux obtenus par **Mukhtar (2008)** qui a prouvé l'efficacité de trois isolats de *Trichoderma harzianum* stimulateurs de la germination des graines de gombo. Cependant, *T. viridi* et *T. koningii* ont efficacement régulé la germination des graines par rapport aux témoins.

Zheng et Shetty (1998) ont montré que le traitement des semences de tomate avec *T. viride*, *T. harzianum*, et les extraits de *T. pseudokoningii* ont augmenté le taux de germination de 15, 15 et 20 %, respectivement, par rapport au témoin. Dans le même sens, **Phuwiwat et Soyong (1999)** ont prouvé que, les isolats de *Trichoderma* spp. produisaient un facteur de régulation de la croissance qui augmentait le taux de germination des graines et le poids sec des pousses et des tiges.

En revanche, **Azarmi et al. (2011)** ont signalé dans leur étude que, les taux de germination des semences de tomate n'ont pas été affectés par l'application de *Trichoderma*.

Certains de nos isolats de *Trichoderma* spp. ont enregistré des différences non significatives sur le poids aérien des plantes contrairement, aux isolats suivants : TTA, TTP, T12, T4, T1, T2, T5 qui, ont augmenté le poids sec racinaire.

Dans ce sens, **Lombardi et al. (2020)** ont démontré que les isolats de *Trichoderma* ont légèrement amélioré la longueur, le poids frais et le poids sec des racines de fraisier.

Mouria 2007 ont cité à leur tour qu'après addition de *T. harzianum* et de *T. koningii* à un sol préalablement autoclavé, le poids sec des racines et de la partie aérienne des plants de la tomate et ceux du tabac avaient augmenté de 213 à 291 % par rapport au témoin.

Jiménez et al. (2018) ont également noté que *T. harzianum* a augmenté la longueur et le poids sec des racines des plantes de tomate. Par contre, **Petrisorquet al. (2019)** ont prouvé que certains isolats de *Trichoderma harzianum* n'avaient pas d'effet significatif sur la masse racinaire fraîche ou sèche des plants de tomates.

Tous les isolats de *Trichoderma* spp. ont pu augmenter la hauteur des plants d'orge mais, l'activité de l'isolat « CT » s'avère plus importante.

Nos résultats concordent avec plusieurs travaux . **Zheng et Shetty (2000)** ont montré après 5 jours de croissance que, la hauteur moyenne des plantes de pois traitées avec des extraits inoculants de *Trichoderma* a augmenté de 27% (13 mm), 39% (19 mm) et 31% (15 mm) pour *T. viride*, *T. harzianum* et *T. pseudokoningii*, respectivement, par rapport au témoin.

Pertrisoret al. (2019) ont affirmé à leur tour que, l'application de *Trichoderma* sur les graines de tomates a permis d'augmenter la hauteur des plants en 4 semaines.

Doni et al. (2014) ont également confirmé que, la hauteur des plants de riz inoculés avec *Trichoderma* spp. était plus élevée par rapport à celle des plants traités par NPK et ceux des témoins.

Dans le même sens, **Mohan kumar et al. (2013)** ont déduit que la capacité de *Trichoderma* spp. à produire des phytohormones est le facteur clé de l'augmentation de la hauteur des plants de riz. En effet, l'ensemble des isolats de *Trichoderma* spp. ont enregistré une augmentation du rendement que pour le nombre de graines par plante. Cependant, un effet nul ou négatif a été enregistré pour le rendement en nombre d'épis par les isolats : TTA, TTP, T6, T5, T4, T3, T13, T11 et TCT ainsi que pour le rendement en poids des épis pour les isolats : T8, TTP, T12, T11 et TCT.

Nos résultats coïncident avec ceux de **Lombardi et al. (2020)** qui, ont démontré une amélioration du rendement total des plants de fraisiers par rapport aux témoins suite, à l'application des souches T22 et TH1 de *Trichoderma harzianum*, et la souche GV41 de *T. virens*. Les souches T22 et TH1 augmentaient sensiblement le nombre de fruits par plante de 17 et 39%, respectivement, tandis qu'un effet plus faible (6 %) a été observé dans le cas de *T. virens* souche GV41.

Contrairement à **Altintas et bal (2008)** qui ont souligné l'absence d'amélioration du rendement et la qualité des caractéristiques des bulbes d'oignon après application de *T. harzianum* au sol.

L'ensemble des isolats de *Trichoderma* spp. étudiés n'ont pas montré de pouvoir protecteur contre l'oïdium et son agent causal, à l'exception de l'isolat « T11 » qui a enregistré une réduction significative des symptômes de ce agent pathogène sur les feuilles de l'orge mais, non significative sur la contamination des grains par épi.

Tchameni et al. (2011) ont montré que l'inoculation de *Trichoderma* spp. dans les plants de cacao peut induire une résistance aux plants de cacao contre *Phytophthora megakarya* et augmenter la longueur des racines de cacao.

De même, **Sallam et al. (2019)** ont prouvé par leurs expérimentations en serre, le haut pouvoir antagoniste de deux isolats de *Trichoderma* spp. (T3 et T7) sur un sol infesté par (FOL) *Fusarium oxysporum* f.sp.

Besnard et Davet (1993) ont affirmé parmi 113 isolats de *Trichoderma* spp. 4 souches seulement possèdent une forte activité antagoniste vis-à-vis de *Pythium multimum*.

L'effet de différents types de sol mycorhizés sur la hauteur des plants :

Les plants d'orge cultivés dans les différents types de sol mycorhizés ont enregistré une hauteur variant de 27,92cm (PT) à 37,33cm (HA) en comparaison avec le témoin dont la hauteur des plants est de 29,39cm à 35,28cm. Par ailleurs, l'ensemble des types de sol mycorhizés associés au substrat non stérilisé à l'exception des deux types de sol HAN et FRN, ont enregistré une faible hauteur des plantes par rapport au témoin non stérile.

Ces résultats coïncident avec ceux de **Beslemes et al.(2018)** qui, ont montré des hauteurs de plants d'orge plus élevées lorsqu'ils sont inoculés avec les champignon mycorhiziens à arbuscules (CMA) que, chez les plants témoins. **Adeyemi et al. (2020)** ont également révélé que l'inoculation mycorhizienne a considérablement augmenté la hauteur de la plante, la circonférence de la tige, le nombre de feuilles et la surface foliaire du soja de trois cultivars par rapport au témoin sans association mycorhizienne fongique (AMF).

L'effet de différents types de sol mycorrhizé sur le poids sec aérien et racinaire :

Les plants d'orge cultivés dans les types de sol mycorrhizés associés au substrat stérilisé ont enregistré un poids sec racinaire plus important (HA :0.3794g et ORG :0.2778g),que celui des témoins (TEMNS :0.2533g et TEM :0.2944g) non inoculé . Ceci en accord avec les résultats prouvés par **Oruru et al. (2008)** qui, ont étudié les effets de l'inoculation d'AMF sur deux génotypes de blé et ont démontré une teneur en matière sèche des racines et des pousses plus élevée que chez les plants non inoculés.

Par ailleurs, les plants cultivés dans le type de sol mycorrhizé HAN associé au sol non stérilisé ont enregistré un poids sec aérien (0.3483g) et racinaire (0.1927g) très important bien que, leur fréquence de colonisation mycorhizienne est faible (38.61%).

L'effet de mycorhizes sur le rendement sec :

Les plants d'orge cultivés dans l'ensemble des types de substrat mycorrhizés ont enregistré un rendement en grains plus important que les témoins de BBN(0.000), HA(3.056) et pour les témoins : TEMNS ET TEM (0.000). Ceci est en accord avec les résultats d'une étude réalisée par **Fiorilli et al. (2018)** sur l'impact de l'inoculation des plants de blé par *Funneliformismosseae* en serrent. Ces auteurs ont montré que la présence de *F. mosseae* est corrélée à une plus grande capacité de tallage et à une biomasse végétale plus importante, ainsi que le rendement, le poids et la taille de grains plus accrues que , les plants témoins. Il ont également affirmé que l'inoculation de champignons mycorhiziens (AM)est responsable des augmentations significatives des concentrations de P, Mg et Zn dans les grains de blé. En outre, la teneur en acides aminés totaux a augmenté et les teneurs en méthionine, ornithine, tyrosine et tryptophane étaient plus abondants alors que, la teneur en lysine diminuait.

En effet, l'augmentation de la production de céréales chez les plants inoculés ne résulte pas donc d'une apparition plus précoce et d'un développement plus important des colonisations

mycorhiziennes, mais probablement d'une meilleure absorption du P du sol par les champignons efficaces utilisés comme inoculants.

Nos résultats ont affirmé que les types de sol mycorhizés associés au substrat non stérilisé ont augmenté la production en graines par rapport aux types de sol mycorhizés associés au sol stérile.

Cette augmentation de production en grains peut être stimulée aussi par l'effet de la communauté microbienne bénéfique du sol (Powell, 1981).

En outre, Bona et al. (2017) dans leurs essais d'inoculation des plants de tomates avec un inoculum mycorhizien mixte et deux souches de *Pseudomonas* sp., seules ou en combinaison, dans une véritable parcelle de tomates, ont révélé une augmentation en nombre de fleurs, dans la taille et le poids des fruits de tomate et une amélioration des caractéristiques industrielles et nutritionnelles.

L'effet protecteur des types de sols mycorhizés aux infections phytopathogènes des plants d'orge cultivés :

Les résultats ont montré une variabilité dans le pouvoir protecteur des plants d'orge cultivés selon les différents types de sol mycorhizés.

Ce qui coïncide avec les résultats de Castellanos-Morales et al. (2012) qui a confirmé l'effet bioprotecteur de *G. mosseae* contre *Phytophthora parasitica* chez la tomate contrairement, à l'absence de ce potentiel chez *G. intraradices*.

Il a été également confirmé que ce pouvoir varie selon les différents champignons chez les CMA.

En outre, les plants d'orge cultivés dans le type de sol mycorhizé HAN associé au sol non stérilisé ont enregistré un nombre de grains contaminés très élevé (HAN : 1.167) bien que, leur fréquence de colonisation mycorhizienne est faible (38.61).

Cela suggère que le faible potentiel protecteur de l'association mycorhizienne du sol HAN a été désactivé par les agents pathogènes présents dans le substrat non stérilisé d'une part ou, l'induction d'une compétition pour l'espace et les éléments nutritifs entre les mycorhizes et les saprophytes telluriques d'autre part (St-Arnaud, 1994).

Fréquence et l'intensité de mycorhization :

Les types de sol mycorhizés étudiés ont montré une variabilité très importante selon la fréquence et l'intensité de colonisation des racines de l'orge.

Les types de solmycorhizés associés au sol stérilisé ont enregistré une fréquence très élevée jusqu'à 81.61% (ORG :61.11% ,PT :71.66,HA :81.61%) concordante avec celles enregistrées par les travaux de **Boyetchko et Tewari(1995)** sur des essais en serre à l'Université d'Alberta avec huit cultivars d'orge inoculés avec des espèces mycorhiziennes individuelles de CMA pour chaque espèce de *Glomus*.

En outre, **Jensen (1982)** a affirmé que *Glomus constictum* colonisait les racines d'orge à faibles niveaux (6 %) contrairement à 2 isolats de *G. fasciculum* Gerd. Dont, les niveaux de colonisations sont plus importants (57% et 64 %).

Dans le même sens, **Li et al. (2006)** ont montré que, la colonisation mycorhizienne arbusculaire du blé par *G. intraradices* réalisée in vitro des plants de blé a été bien établie et a rapidement atteint des degrés de 57% mais, la colonisation naturelle de la même plante au champ, atteignait jusqu'à 80% en fin de tallage. Ces résultats montrent que le potentiel de colonisation du blé cultivé dans les sols de cette région est élevé et que la croyance générale selon laquelle le blé n'est généralement pas fortement colonisé est une simplification excessive.

Par ailleurs, nos essais de culture d'orge sous l'effet des types de sols mycorhizés étudiés associés au substrat stérilisé ont prouvé des niveaux de colonisation mycorhizienne plus importants (HA : 81.610%, PT : 71.66%) que, lorsqu'ils sont associés au sol non stérilisé (HAN : 38.61%, PTN : 51.22%).

Les faibles niveaux de colonisation mycorhizienne des racines peuvent être induits par les effets compétitifs et antagonistes collectifs de la communauté microbienne du sol.

Dans ce sens, **Svenningsen et al.(2018)** ont traduit la suppression de CMA par un pH du sol faible et une composante biotique riche en acido-bactéries, et en d'autres taxons bactériens de ces antagonistes fongiques.

Conclusion :

Le présent travail a pour objectif l'étude de l'impact d'utilisation de 16 isolats endémiques de *Trichodermaspp.* et 6 types de sols mycorhizés provenant de différentes cultures végétales associés séparément à un substrat stérilisé et/ou un substrat non stérilisé sur la croissance et la réponse au stress biotique d'une culture d'orge en pots et sous serre pendant 2 mois d'incubation.

Il en ressort que tous les isolats de *Trichodermaspp.* ont montré une variabilité sur les paramètres de croissance et de rendement notamment sur le taux de germination, l'élongation des plants, la biomasse végétale, le poids sec racinaire et le rendement en grains par épi. Il est également important de confirmer la performance de l'isolat T11 vu son important pouvoir stimulant de croissance et son potentiel réducteur ou inhibiteur de l'apparition des symptômes d'infection.

L'ensemble des sols mycorhizés testés ont également à leur tour montré une variabilité dans les fréquences de colonisation des racines par les endomycorhizes et les intensités de leur mycorhization. Les types de sols mycorhizés mélangés au substrat stérile ont révélé une meilleure stimulation des paramètres de croissance, de rendement en grains et de colonisation mycorhizienne.

Les résultats mettent en exergue l'importance du sol mycorhizé provenant d'une parcelle de culture d'haricot située dans la région de Bourkika, wilaya de Tipaza. Ce type de sol a enregistré la plus grande fréquence de colonisation (80%) et la plus importante intensité de mycorhization (80%) des racines des plants.

Il a également confirmé en association avec un sol stérile des potentialités biostimulantes sur la croissance, le rendement, la colonisation mycorhizienne des racines et la protection des plants par la réduction des symptômes ou la résistance des plants à l'infection.

Dans ce sens, les isolats de *Trichodermaspp.* et les champignons mycorhiziens testés dans notre étude pourraient constituer une alternative prometteuse comme biostimulants de la croissance, de la production et de la résistance des cultures d'orge dans des systèmes agricoles durables et biologiques.

Au terme de ce travail, plusieurs portes s'ouvrent à la recherche. Il serait donc intéressant :

- d'isoler et identifier les propagules des différents types de sols mycorhizés testés,
- Etudier leur multiplication et leur conservation en vue de leur formulation,

- Tester chacun des champignons mycorhiziens et des isolats de *Trichoderma* spp. sur la croissance d'autres cultures et sur d'autres bioagresseurs,
- Etudier l'effet bénéfique de l'association des endomycorhizes et de *Trichoderma* spp. sur la croissance des plantes et les maladies,
- Etudier l'impact de chacun d'eux sur la fertilité, la toxicité, la contamination du sol et, le stress abiotique.

Référence bibliographique

1. **Adeyemi, N. O., Atayese, M. O., Olubode, A. A., & Akan, M. E. 2020.** Effect of commercial arbuscular mycorrhizal fungi inoculant on growth and yield of soybean under controlled and natural field conditions. *Journal of Plant Nutrition*, 43(4), 487-499.
2. **Ahmad, J.S. and Baker, R.,1988.** Implications of rhizosphere competence of *Trichoderma harzianum*. *Canadian Journal of Microbiology*, 34(3), pp.229-234.
3. Akiyama K, Matsuzaki K, Hayashi H. 2005. Plant sesquiterpenes induce hyphal branching in arbuscular mycorrhizal fungi. *Nature* 435: 824–827.
4. **Alabouvette C., Couteaudier Y. et Louvet J., 1983.** Importance des phénomènes de compétition nutritive dans l'antagonisme entre microorganismes, pp 7-16. XXIV. Colloque de la société Française de phytopathologie, n°34, Bordeaux (FR).
5. **Altintas, S. and Bal, U.,2008.** Effects of the commercial product based on *Trichoderma harzianum* on plant, bulb and yield characteristics of onion. *Scientia Horticulturae*, 116(2), pp.219-222.
6. **Anonyme :** [La wilaya de Tiaret en pôle position en matière de production céréalière](http://elitepresse.com/actualites/la-wilaya-de-tiaret-en-pole-position-en-matiere-de-production-cerealiere/). [site web],(02/11/2018),disponible sur : <http://elitepresse.com/actualites/la-wilaya-de-tiaret-en-pole-position-en-matiere-de-production-cerealiere/>, page consultée le 01/09/2020.
7. **Azarmi, R., Hajieghrari, B. and Giglou, A., 2011.** Effect of *Trichoderma* isolates on tomato seedling growth response and nutrient uptake. *African Journal of Biotechnology*, 10(31), pp.5850-5855.
8. **Baker R., 1988 :** *Trichoderma* spp. As plant-growth stimulants, *crit .rev . biotechnol.* 7 (2) : 97-106 p.
9. **Belaid D., 1986.**Aspects de la céréaliculture Algérienne. Ouvrage. Ed. office des publications universitaires .205 p.
10. **BELLAHCENE, M 1990 .** - Antagonisme de dix souches de *Trichoderma* vis à vis de trois formes spéciales de *Fusarium oxysporum*. Thèse de Magister, Univ. d'Oran Es-Senia 77 p.

11. **Benkada, M. M, 2006.** Evaluation des risques fongiques en zones conchylicole: substances toxiques de souches marines du genre *Trichoderma*.thèse de doctorat :Mycologie marine *Université de Nante Faculté. France*.p139.
12. **Benkorteby H,Zeghar,Imane Hanif L,Zouaoui,Bouznad.(2019).**Barley leaf stripe disease in algeria :evaluation of virulent *pyrenophora graminea* isolates and identification of resistant Algerian barley genotypes .*tarim bilimleri dergisi*.p:367-372
13. **Besnard, O. and Davet, P., 1993.** Mise en évidence de souches de *Trichoderma* spp à la fois antagonistes de *Pythium ultimum* et stimulatrices de la croissance des plantes. *Agronomie, 13*(5), pp.413-421.
14. **Bissett J., 1991 :** A revision of the genus *Trichoderma*. I. Section *Pachybasium* . *Can .J.Bot.* (69) : 2373-2417 p.
15. **BOLAN NS 1991,** a critical review on the role of mycorrhizal fungi in the uptake of phosphorus by plants. *Plant and Soil*, vol. 134., pp. 189-207.
16. **Bona, E., Cantamessa, S., Massa, N., Manassero, P., Marsano, F., Copetta, A., ... & Berta, G. 2017.** Arbuscular mycorrhizal fungi and plant growth-promoting pseudomonads improve yield, quality and nutritional value of tomato: a field study. *Mycorrhiza, 27*(1), 1-11.
17. **Boullard B, 1997.** Dictionnaire plantes et champignons. Ed..ESTEM. Paris.875p
18. **Boyetchko, S. M., & Tewari, J. P. (1995).** Susceptibility of barley cultivars to vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi. *Canadian journal of plant science, 75*(1), 269-275.
19. **Caron J.L Laverdiere P .O. Thibodeau R. et Blanger R., 2002 :** Utilisation d'une souche indigène de *Trichoderma* *Hrzianum* contre cinq agent pathogène chez le concombre et la tomate de serre au Québec, *Phytoprotection* (83) : 73-87 p.
20. **Castellanos-Morales, V., Cárdenas-Navarro, R., García-Garrido, J. M., Illana, A., Ocampo, J. A., Steinkellner, S., & Vierheilig, H. 2012.** Bioprotection against *Gaeumannomyces graminis* in barley a comparison between arbuscular mycorrhizal fungi. *Plant, Soil and Environment, 58*(6), 256-261.
21. **chameni, S.N., Ngonkeu, M.E.L., Begoude, B.A.D., Nana, L.W., Fokom, R., Owona, A.D., Mbarga, J.B., Tchana, T., Tondje, P.R., Etoa, F.X. and Kuate, J., 2011.** Effect of *Trichoderma asperellum* and arbuscular mycorrhizal fungi on cacao growth and resistance against black pod disease. *Crop protection, 30*(10), pp.1321-1327.
22. **Cicatelli A, Torrigiani P, Todeschini V, Biondi S, Castiglione S, Lingua G. 2014.** Arbuscular mycorrhizal fungi as a tool to ameliorate the phytoremediation potential of

- poplar: biochemical and molecular aspects. *iForest - Biogeosciences and Forestry* **7**: 333–341.
23. Cikatelli A, Torrigiani P, Todeschini V, Biondi S, Castiglione S, Lingua G. 2014. Arbuscular mycorrhizal fungi as a tool to ameliorate the phytoremediation potential of poplar: biochemical and molecular aspects. *iForest - Biogeosciences and Forestry* **7**: 333–341.
 24. **COUGHLAN, A.P. et al. 2000** *Soil pH-induced changes in root colonization, diversity of symbiotic arbuscular mycorrhizal fungi from healthy and declining maple forests*. Canadian journal of forest research, 30 : 1543-1554.
 25. Cournut. B. 1984. Le genre *Trichoderma* hyphomycètes. Th. : Pharmacie : Marseille; 77 p
 26. **DALPE Y., 2006**. Les mycorhizes: un outil de protection des plantes mais pas une panacée. *Phytoprotect.*, 86 : 53-59.
 27. **Danielson, R. M., & Davey, C. B. 1973**. Non nutritional factors affecting the growth of *Trichoderma* in culture. *Soil Biology and Biochemistry*, 5(5), 495-504.
 28. **Davet P. 1983** „A. Les *Trichoderma*, exemple de champignon antagoniste d’agent pathogènes. Faune et flore auxiliaire en agriculture,. ACTA INRA- ENSAM- Montpellier (FR),pp. 193-204.
 29. **DAVET, P. 1996**., *Vie microbienne du sol et production végétale*. Paris, Éditions Quae, 383 p.
 30. **De Buyser J. et Henry Y., 2000**. L’origine des blés. *Pour la science, Hors série*, 26 :60-62.
 31. **-Djafer A., 2011** : Impact de l’utilisation des isolats algériens de *Trichoderma* sp. Sur la chifles Paris, 17 p.
 32. **Domsch KH, Gams W and Anderson TH. 1980**. Compendium of Soil Fungi. Volume 1. Academic Press, London.p :866.
 33. **Domsch KH, Gams W, Anderson TH. 1980**. Compendium of soil fungi. Academic Press; London: 1980. p. 809.
 34. **Doni, F., Isahak, A., Zain, C.R.C.M. and Yusoff, W.M.W., 2014**. Physiological and growth response of rice plants (*Oryza sativa* L.) to *Trichoderma* spp. inoculants. *Amb Express*, 4(1), p.45.
 35. **Dumas-Gaudot E, Gollotte A, Cordier C, Gianinazzi S, Gianinazzi-Pearson V. 2000**. Modulation of host defence systems. In: Kapulnik Y, Douds DDJ (eds)

- Arbuscular mycorrhizas: physiology and function. Kluwer, The Netherlands, pp 173–200.
36. **ESPOSITO, E. & SILVA, M. 1998**, Systematics and environmental application of the genus *Trichoderma*. *Crit. Rev. Microbiol.*, 24 (2) : 89-98
 37. **Fiorilli, V., Vannini, C., Ortolani, F., Garcia-Seco, D., Chiapello, M., Novero, M., & Moulin, L. 2018**. Omics approaches revealed how arbuscular mycorrhizal symbiosis enhances yield and resistance to leaf pathogen in wheat. *Scientific reports*, 8(1), 1-18.
 38. **FITTER, A.H. , SCHELLENBAUN, L., BERTA, G., RAVOLANIRINA, F. , TISSERANT, B., GIANNINAZZI, S., 1991**. Influence of endomycorrhizal infection on root morphology in a microporopagated woody plant-species (*Vitis vinifera* L.) *Annals of Bot.*, 68 : 135-141.
 39. FOA., 2004 <http://www.fao.org/in-action/inpho/crop-compendium/cereals-grains/fr/>
 40. **FORTIN, J.A. et al. 2008** *Les mycorhizes : la nouvelle révolution verte*. Québec, Éditions MultiMondes, 131 p.
 41. **Gams W, Bissett J 1998**. Morphology and identification of *Trichoderma*. In: Harmann GE, Kubicek CP (eds) *Trichoderma and Gliocladium*. Taylor and Francis, London, 3-34.
 42. **Garbaye J., 2013**. La symbiose mycorrhizienne, une association entre les plantes et les champignons. *Ed. Quae*, Versailles, 251 p.
 43. **Gate P., 1995**. Ecophysiologie du blé. Ed. Lavoisier, Paris, 429p.
 44. **Gautier J., 1991**. Notion d'agriculture. Ed. Gautier, Paris, 575 p.
 45. **Gavériaux J.P., 2012**. Les Glomeromycota – Mycorhizes VAM et *Geosophon pyriformis* (Kützing) Wettstein, *Bull. Soc. Mycol. Nord Fr.*, n°92, pp. 1-17
 46. **Goicoechea N, Szalai G, Antolín MC, Sánchez-Díaz M, Paldi E. 1998** Influence of arbuscular mycorrhizae and *Rhizobium* on free polyamines and proline levels in water-stressed alfalfa. *Journal of Plant Physiology* **153**: 706–711.
 47. **Grandcourt C. et Prats J. 1971**. Les céréales. Ed. Baillière, Paris, 351p.
 48. **Graves, C.J., (1983)**. The Nutrient Film Technique. *Horticultural Reviews*, 5(1): 1-44, ISSN978-0-470-38642-2.
 49. **Guyomard S** : les estimations de rendements en orge révisées. [site web] (14/09/2018) ,Disponible sur : <https://www.terre-net.fr/observatoire-technique->

- [culturale/strategie-technique-culturale/article/previsions-rendements-orge-d-hiver-moisson-2018-217-138944.html](http://www.inra.fr/culture/culturale/strategie-technique-culturale/article/previsions-rendements-orge-d-hiver-moisson-2018-217-138944.html) ,page consultée le 1/09/2020.
50. **Harlan J.R., 1987.** Les plantes cultivées. Ed. ACCT., Paris, 414p.
 51. **Haselwandter, K., & Bowen, G. D. 1996.** Mycorrhizal relations in trees for agroforestry and land rehabilitation. *Forest Ecology and Management*, 81(1-3), 1-17.
 52. **HEINEMEYER, A. et al. 2004.,** *Impact of soil warming and shading on colonization and community structure of arbuscular mycorrhizal fungi in roots of a native grassland community.* *Global Change Biology*, 10: 52-64.
 53. **HELGASON, T. AND FITTER, A., 2005.**The ecology and evolution of arbuscular mycorrhizal fungi. *Mycologist*, vol.19, p.96-101.
 54. **Herrera-Jiménez, E., Alarcón, A., Larsen, J., Ferrera-Cerrato, R., Cruz-Izquierdo, S. and Ferrera-Rodríguez, M.R., 2018.** Comparative effects of two indole-producing *Trichoderma* strains and two exogenous phytohormones on the growth of *Zea mays* L., with or without tryptophan. *Journal of soil science and plant nutrition*, 18(1), pp.188-201.
 55. **Hetrick, B. A. D., Wilson, G. W. T., & Cox, T. S. 1992.** Mycorrhizal dependence of modern wheat varieties, landraces, and ancestors. *Canadian Journal of Botany*, 70(10), 2032-2040.
 56. **Hopf M.et Zohry D., 2000.** « Domestication of plants in the old world». *Annals of Botany*, 88. 666 p.
 57. **HORST V., ANDREW P., COUGHLAN U.R.S., WYS S.,and PICHE Y. 1998.** Ink and Vinegar, a Simple Staining Technique for Arbuscular-Mycorrhizal Fungi. *Applied&EnvironmentalMicrobiology*: 64 (12): 5004–5007. Site de l’Inra de Dijon : www2.dijon.inra.fr/Mychintec.
 58. **Jensen M.H. ET Collins W.L., 1985.** Hydroponic Vegetable Production. *Horticultural Reviews*, 7: 483- 559p.
 59. **Jensen, A. 1983.** The effect of indigenous vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi on nutrient uptake and growth of barley in two Danish soils. *Plant and Soil*, 70(2), 155-163.
 60. **Kahouadji R : production de cereal en 2019 :56millions de quintaux engrangés.** [site web] (11/03/2020) disponible sur : <http://bourse-dz.com/production-cereales-56-millions-de-quintaux/> ,page consultée le 1/9/2020.
 61. **Khaldoun A., 1995.** Étude du comportement de l’orge (*Hordeum vulgare* L.) exploitée en double fin. *Céréaliculture*, 82: 2-7.

62. **Khaldoun A., 1995.** Étude du comportement de l'orge (*Hordeum vulgare* L.) exploitée en double fin. Céréaliculture, 82: 2-7.
63. **Kulling C., Match R.I., Lorito M. and Kubicek C.P.,2000** : Enzyme diffusion from *Trichoderma atoviride*(*St. harzianum*pl) to *rhizoctoniasolani*is a prerequisite for triggering of *Trichoderma ech42* gene expression before mycoparasitic contact . Applied and Environmental microbiology (5) : 2232
64. **Kumar, S.M., Chowdappa, P., Krishna, V. and Sandhya, H., 2015.** Induction of defense-related proteins and growth promotion in tomato by mixture of *Trichoderma harzianum* OTPB3 and *Bacillus subtilis* OTPB1 and *Pseudomonas putida* OPf1 against *Phytophthora infestans*. *African Journal of Microbiology Research*, 9(2), pp.96-110.
65. **Lange, O. L., Nobel, P. S., Osmond, C. B., & Ziegler, H. 1983.** *Encyclopedia of plant physiology: new series. Physiological plant ecology. Responses to the chemical and biological environment.* Springer.
66. **Lepoivre, P. 2003.** *Phytopathologie: bases moléculaires et biologiques des pathosystemes et fondements des strategies de lutte* Bruxelles, BE: Ed. De Boeck Université. (No. 632.3 L598p).
67. **LI, Huiying, SMITH, Sally E., HOLLOWAY, Robert E., et al.2006.** Arbuscular mycorrhizal fungi contribute to phosphorus uptake by wheat grown in a phosphorus-fixing soil even in the absence of positive growth responses. *New Phytologist*, vol. 172, no 3, p. 536-543.
68. **Liette I., 2002** : Le biofongicide *Trichoderma*(rootshield) contre les maladies racinaires et les moisissure grise dans la fraise : tout un potentiel ,présentation orale MAPAQ ST-Rémi, Canada,3 p .
69. **Lombardi, N., Caira, S., Troise, A.D., Scaloni, A., Vitaglione, P., Vinale, F., Marra, R., Salzano, A.M., Lorito, M. and Woo, S.L., 2020.** *Trichoderma* applications on strawberry plants modulate the physiological processes positively affecting fruit production and quality. *Frontiers in microbiology*, 11, p.1364.
70. **Lynch JM, Wilson KL, Ousley MA, Whipps JM (1991)** Response of lettuce to *Trichoderma* treatment. *Lett Appl Microbiol* 12, 59-61
71. **Mehenni O** : Production céréalière : Sétif, le grenier à blé du pays.[site web] (06/01/2019) ,disponible sur : <http://elitepresse.com/actualites/la-wilaya-de-tiaret-en-pole-position-en-matiere-de-production-cerealiere/> , page consultée le 1/9/2020.

72. **Mohamed-benkada Mustapha. 2006.** Evaluation du risque fongique en zones conchylicoles : substances toxiques de souches marines du genre *Trichoderma*. Th. : Pharmacie : Nantes : 9, 10, 11, 12, 13,p.
73. **MOSER M, HASSELWANDTER K., 1983,** Ecophysiology of mycorrhizal symbiosis, in: Encyclopedia of Plant Physiology, New Series, vol. 12, pp. 392-421. Eds O. L.
74. **Moule C., (1980).** Les céréales. Ed. La maison rustique. Paris, 318 p.
75. **Moule C., 1971.** Phytotechnie spéciale. Tome II. Céréales : Ed La Maison rustique, Paris, France, 235 p.
76. **Mouria, B., Ouazzani-Touhami, A. and Douira, A., 2007.** Effet de diverses souches du *Trichoderma* sur la croissance d'une culture de tomate en serre et leur aptitude à coloniser les racines et le substrat. *Phytoprotection*, 88(3), pp.103-110.
77. **Muchovej, R. M., & Newman, P. R. 2004.** Nitrogen fertilization of sugarcane on a sandy soil: I. Yield and leaf nutrient composition. *Journal American Society Sugar Cane Technologists*, 24(0), 210-224.
78. **Muchovej, R. M., & Newman, P. R. 2004.** Nitrogen fertilization of sugarcane on a sandy soil: I. Yield and leaf nutrient composition. *Journal American Society Sugar Cane Technologists*, 24(0), 210-224.
79. **Mukhtar, I., 2008.** Influence of *Trichoderma* species on seed germination in okra. *Mycopath*, 6(1&2), pp.47-50.
80. **Nieto-Jacobo, M.F., Steyaert, J.M., Salazar-Badillo, F.B., Nguyen, D.V., Rostás, M., Braithwaite, M., De Souza, J.T., Jimenez-Bremont, J.F., Ohkura, M., Stewart, A. and Mendoza-Mendoza, A., 2017.** Environmental growth conditions of *Trichoderma* spp. affect indole acetic acid derivatives, volatile organic compounds, and plant growth promotion. *Frontiers in plant science*, 8, p.102.
81. **Oehl F, Alves da Silva G, Goto BT, Costa Maia L, Sieverding E. 2011.** Glomeromycota: two new classes and a new order. *Mycotaxon* 116: 365–379.
82. **Öpik, M., Zobel, M., Cantero, J. J., Davison, J., Facelli, J. M., Hiiesalu, I., ... & Liira, J. 2013.** Global sampling of plant roots expands the described molecular diversity of arbuscular mycorrhizal fungi. *Mycorrhiza*, 23(5), 411-430.
83. **Oruru, M. B., Njeru, E. M., Pasquet, R., & Runo, S. 2018.** Response of a wild-type and modern cowpea cultivars to arbuscular mycorrhizal inoculation in sterilized and non-sterilized soil. *Journal of Plant Nutrition*, 41(1), 90-101.
84. **Ousley, M.A., Lynch, J.M. and Whipps, J.M., 1994.** Potential of *Trichoderma* spp. as consistent plant growth stimulators. *Biology and Fertility of Soils*, 17(2), pp.85-90.

85. **Peterson R.L., Massicotte H.B., 2004.** Exploring structural definitions of mycorrhizas, with emphasis on nutrient-exchange interfaces. NRC Research Press, 82 : 1074–1088.
86. **Petrisor, C., Paica, A. and Burnichi, F., 2019.** PHYSIOLOGICAL AND GROWTH RESPONSE OF TOMATO PLANTS AFTER TRICHODERMA SPP. SEED TREATMENTS. *Studia Universitatis Babeş-Bolyai, Chemia*, 64.
87. **Peyronnel B, Fassi B, Fontana A, Trappe JM 1969,** Terminology of Mycorrhizae. *Mycologia*, 61 : 41 0-41 1.
88. **philippeau, G. 1989.** Théorie des plans d'expérience : application à l'agronomie.
89. **Phillips J.M. and Hayman D.S., 1970.** Improved procedures for clearing roots and staining parasitic and vesicular-arbuscular fungi for rapid assessment of infection. *Trans. Br. Mycol. Soc.* 55: 158-161.
90. **Phuwawat, W. and Soyong, K., 1999.** Growth and Yield Response of Chinese Radish to Application of *Trichoderma harzianum*. *Science & Technology Asia*, pp.68-71.
91. **Pierre Jean., 2001** .la revue de la filière Orge-Malt-Bière livret « Orge, céréale de tradition » adresse URL www.universcereales.com
92. **PLENCHETTE C., 2005.** Mycorhizes et nutrition phosphate des plantes. Journées Techniques Fruits et Légumes et Viticulture Biologiques, 6-7 décembre, Beaune, pp. 103-109.
93. **Powell, C. L. 1981.** Inoculation of barley with efficient mycorrhizal fungi stimulates seed yield. *Plant and Soil*, 59(3), 487-489.
94. **Rahal-Bouziane, H. 2015.** L'orge en Algérie: passé, présent et importance pour la sécurité alimentaire, face aux nouveaux défis. *Recherche Agronomique*, 27, 7-9.
95. **Redecker D, Schüßler A, Stockinger H, Stürmer SL, Morton JB, Walker C. 2013.** An evidence-based consensus for the classification of arbuscular mycorrhizal fungi (Glomeromycota). *Mycorrhiza* 23: 515–531.
96. **Requena N, Serrano E, Ocón A, Breuninger M. 2007.** Plant signals and fungal perception during arbuscular mycorrhiza establishment. *Phytochemistry* 68: 33–40.
97. **Riaf M.A., 1969** : A revision of the genus *Trichoderma*. *Mycologiappapers*, 116p.
98. **Rodríguez-Kessler, M., Alpuche-Solís, A. G., Ruiz, O. A., & Jimenez-Bremont, J. F. 2006.** Effect of salt stress on the regulation of maize (*Zea mays* L.) genes involved in polyamine biosynthesis. *Plant growth regulation*, 48(2), 175-185.

99. **Roquebert, M. F. 1996.** Interactions antagonistes des Trichoderma sp. *les systèmes telluriques: systématique biologie et écologie des organismes. Comptendu des*, 4, 13-15.
100. **Sallam, N.M., Eraky, A.M. and Sallam, A., 2019.** Effect of Trichoderma spp. On fusarium wilt disease of tomato. *Molecular biology reports*, 46(4), pp.4463-4470.
101. **Samuels, G. J., Petrini, O., & Manguin, S. 1994.** Morphological and macromolecular characterization of Hypocrea schweinitzii and its Trichoderma anamorph. *Mycologia*, 86(3), 421-435.
102. **Sannazzaro AI, Echeverría M, Albertó EO, Ruiz O a, Menéndez AB. 2007.** Modulation of polyamine balance in Lotus glaber by salinity and arbuscular mycorrhiza. *Plant physiology and biochemistry* **45**: 39–46.
103. **Sayoud R.,Ezzahiri R.etBouznad Z., 1999.**Les maladies des céréales et des légumineuses alimentaires au Maghreb. Guide pratique. Ouvrage. Ed. ITGC.64p.
104. **SCHAUMANN, K. Marine pilze.** In : Mikrobiologie des meeresbodens. Meyer-Reil L.A. und Köster M. Jena : Gustav Fischer Verlag, 1993, 144-195
105. **SCHTIEPP H, DEHN B, STICHER H., 1987,** Interaktionen zwis-chen VA-Mykorrhiza und Schwermetallbelastungen. *Angew. Bot.* 61 85-96.
106. **Site 4 : Le Tacon F 1985,** principaux types mycorhiziens actuels représentés sur une coupe transversale de racine : svt.ac-dijon.fr/schemassvt/IMG/mycorhizes.doc consulté le : 02/01/2014.
107. **Smith SE, Read DJ 1997,** Mycorrhizal symbiosis. Second edition. Academic Press ; Harcourt Brace and Compan y Publishers, 605p.
108. **Soltner D,1992.**Les grandes productions végétales. Ed. Collection. Science et techniques agricoles,. 454 p.
109. **Souza T.,2015.** Handbook of Arbuscular Mycorrhizal Fungi.1er edition, Springer International Publishing ,Switzerland,p87-128
110. **St-Arnaud, M., Hamel, C., & Fortin, J. A. 1994.** Inhibition of Pythium ultimum in roots and growth substrate of mycorrhizal Tagetes patula colonized with Glomus intraradices. *Canadian Journal of Plant Pathology*, 16(3), 187-194.
111. **Stevenin A.,(2011).** Symbiose mycorrhizienne : développement de nouvelles méthodes pour la synthèse de glycoconjugués bioactifs. Thèse, Université Paris Sud - Paris XI, 329 p.

- 112 **Svenningsen, N. B., Watts-Williams, S. J., Joner, E. J., Battini, F., Efthymiou, A., Cruz-Paredes, C., ... & Jakobsen, I.** 2018. Suppression of the activity of arbuscular mycorrhizal fungi by the soil microbiota. *The ISME journal*, 12(5), 1296-1307.
- 113 **TAO L., ZHIWEI Z, 2005.** Arbuscular mycorrhizas in a hot and aride ecosystem in southwest China. *Appl Soil Ecol*, 29 : 135-141.
- 114 **Tchameni, S.N., Ngonkeu, M.E.L., Begoude, B.A.D., Nana, L.W., Fokom, R., Owona, A.D., Mbarga, J.B., Tchana, T., Tondje, P.R., Etoa, F.X. and Kuate, J., 2011.** Effect of *Trichoderma asperellum* and arbuscular mycorrhizal fungi on cacao growth and resistance against black pod disease. *Crop protection*, 30(10), pp.1321-1327. Thèse de Magister, Univ. d'Oran Es-Senia 77 p.
- 115 **Trouvelot A., Kouch J., Gianinazzi-Pearson V., 1986.** Mesure du taux de mycorrhization VA d'un système racinaire : Recherche de méthodes d'estimation ayant une signification fonctionnelle. In : Gianinazzi S, ed. Les mycorhizes : Physiologie et Génétique, 1er Séminaire Européen sur les mycorhizes. Dijon : INRA, 217–221
- 116 **Yedidia, I., Srivastva, A.K., Kapulnik, Y. and Chet, I., 2001.** Effect of *Trichoderma harzianum* on microelement concentrations and increased growth of cucumber plants. *Plant and soil*, 235(2), pp.235-242.
- 117 **Zheng, Z. and Shetty, K., 2000.** Enhancement of pea (*Pisum sativum*) seedling vigour and associated phenolic content by extracts of apple pomace fermented with *Trichoderma* spp. *Process Biochemistry*, 36(1-2), pp.79-84.