REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE
UNIVERSITE ABDELHAMID IBN BADIS DE MOSTAGANEM
FACULTE DES SCIENCES DE LA NATURE ET DE LA VIE
DEPARTEMENT DES SCIENCES AGRONOMIQUES

Laboratoire de Protection des Végétaux

Thèse en vue de l'obtention d'un diplôme de

Doctorat 3ème cycle (Doct/LMD)

Domaine: Science de la nature et de la vie

Filière: Sciences Agronomiques

Spécialité: Production Agricole et Développement Agricole Durable

Présentée par

Melle Rabiaa KOUADRIA

Thème

Contribution des champignons endophytes à la tolérance aux facteurs adverses (biotiques et abiotiques) des espèces cultivées : isolement des champignons endophytes et étude de leur contribution à la tolérance à la salinité ou à des polluants.

Soutenue le : 09 Janvier 2019 devant le jury composé de :

Président	YOUCEF BENKADA	Mokhtar	Pr.	Univ. Mostaganem
Examinateur	BOUDEROUA	Kaddour	Pr.	ESA. Mostaganem
Examinateur	BENKHELIFA	Mohamed	Pr.	Univ. Mostaganem
Examinateur	LATRECHE	Ali	Pr.	Univ. Sidi Belabès
Co-Promoteur	BOUZOUINA	Mohammed	MCA.	Univ. Mostaganem
Promoteur	LOTMANI	Brahim	Pr.	Univ. Mostaganem

Année universitaire: 2018/ 2019

Dédicaces

Je dédie affectueusement ce modeste travail,

-À la mémoire de Ma Grand-Mère

Nous savons qu'un jour l'existence se termine pour chacun d'entre nous, mais les chagrins sont bien difficiles à surmonter quand un être cher disparaît. Soyez certain que vous ne quitteriez jamais notre mémoire. Je vous souhaite la compassion! Que Dieu vous offre le Paradis!

-À mon cher père et ma chère mère

En reconnaissance de tous ce que vous avez faits pour me permettre d'atteindre cette étape de ma vie. Aucune dédicace ne saurait exprimer mon respect, mon amour éternel et ma considération pour les sacrifices que vous avez consenti pour mon instruction et mon bien être. Que le tout puissant vous accorde une longue vie ! J'espère que vous trouverez dans ce travail toute ma reconnaissance et tout mon amour.

-À ma chère Sœur *'Meriem'*, son mari *'Mohamed'* ainsi que ma chère nièce 'Israa'
- À mes frères '*Ahmed'* et *'Mohamed'*

Je vous souhaite tous, plein de succès et de bonheur !

-À Mes oncles et mes tantes

Spécialement :

Mon oncle *'Mustapha'*, sa femme *'Sabrine'* et leurs enfants,
Ma tante *'Samira'*, son mari '*Esmail'* et leur petit *'Ahmed'*,

Qui m'ont beaucoup aidé lors de mon stage en Egypte ; ainsi pour leur soutien moral et leur encouragement dans les moments de doute. Qu'ils trouveront ici mes sincères reconnaissances.

- **À mes cousines :** *Fatima, Chérifa, Nawel, Soumia, Khadidja, Bochra, Rofaida, Houda.*

- À Mr. Magdy, Mme. Rehab et Dr. Elhem que le destin m'a permis de rencontrer en Egypte

Je vous remercie pour votre aide, votre gentillesse et votre agréable compagnie.

-À mes amies qui me sont chères

Aicha, sofia, Ismahen, Amel, Ahlem, Souad, Fadela:

Je vous remercie pour l'ambiance amicale, pour votre adorable compagnie et vos encouragements. Je vous souhaite plein de succès et de bonheur.

À toute personne qui m'aime et me souhaite la réussite dans la vie et dans les études

Merci à tous et à toutes

Remerciements

En tout premier lieu, je remercie le bon Dieu, tout puissant, de m'avoir donné la force pour survivre, ainsi que l'audace pour dépasser toutes les difficultés.

Ensuite, mes remerciements les plus sincères à toutes les personnes qui ont contribué de près ou de loin à l'élaboration de ce travail.

Je m'adresse particulièrement:

- À mon directeur de thèse Mr. LOTMANI Brahim, professeur à la faculté des sciences de la nature et de la vie de Mostaganem : Je vous remercie énormément d'avoir accepté de diriger ce travail. Je tiens à vous exprimer toutes mes reconnaissances pour votre encadrement, votre disponibilité, vos précieux conseils qui m'ont permis de surmonter les difficultés, ainsi que pour la confiance et l'autonomie que vous m'avez accordées. Que vous trouverez dans ce travail mes sincères considérations.

- À mon co-directeur de thèse Mr. BOUZOUINA Mohammed, maître de Conférences 'A' à la faculté des sciences de la nature et de la vie de Mostaganem : Je vous remercie de m'avoir accueillie au sein de votre équipe de recherche et d'avoir mis à ma disposition tous les moyens matériels et scientifiques nécessaires pour la réalisation de ce travail. Je vous adresse toutes mes gratitudes pour votre patience et votre disponibilité, car vous n'avez épargné aucun effort pour me diriger, me conseiller, me suivre et me soutenir moralement. Vous m'avez donné aussi l'opportunité de découvrir vos qualités humaines et professionnelles à travers ce co-encadrement et vous m'avez offert par vos compétences scientifiques et professionnelles, les moyens de mener à bien ce travail. Votre co-encadrement était des plus exemplaires, que vous trouverez dans cette thèse tous les signes de ma profonde et mes sincères reconnaissances et considérations. J'espère que ces mots réussiront à retranscrire fidèlement au moins une part de mes sentiments à votre égard. Je vous remercie du fond du cœur.

- Aux membres de jury:

- **Mr. YOUCEF BENKADA Mokhtar,** professeur au département d'Agronomie, faculté des sciences de la nature et de la vie à l'Université Abdelhamid Ibn Badis (Mostaganem), pour m'avoir fait l'honneur de présider le jury. Qu'il soit ici remercié pour avoir accepté cette tâche et pour l'intérêt qu'il a porté à ce travail.

- **Mr. BOUDEROUA Kaddour**, professeur à l'école supérieure d'Agronomie (Mostaganem), d'avoir bien voulu examiner ce travail de recherche et de l'honneur qu'il nous a fait en participant à ce jury. Qu'il trouvera ici mes vifs remerciements.

- **Mr. LATRECHE Ali,** professeur au département de Biologie à la faculté des sciences de la nature et de la vie de l'Université Djilali Lyabes (Sidi Bel Abbès), qui a bien voulu accepter d'examiner ce travail, et qui m'a fait l'honneur par sa présence. Qu'il trouvera ici mes sincères et mes vifs remerciements.

- Mr. BENKHLIFA Mohamed, professeur au département d'Agronomie, faculté des sciences de la nature et de la vie à l'Université Abdelhamid Ibn Badis (Mostaganem), qui m'a fait le grand honneur de lire et d'examiner cette thèse. Qu'il trouvera ici mes vifs remerciements.

- À Mr. LARID Mohamed, professeur au département d'Agronomie, faculté des sciences de la nature et de la vie à l'Université Abdelhamid Ibn Badis (Mostaganem), qui m'a aidé lors de mon travail et m'a appuyé et conseillé. Qu'il trouvera ici le témoignage d'une profonde gratitude.

- À Mme. Saiah Farida, maître de Conférences 'B' au département d'Agronomie, faculté des sciences de la nature et de la vie à l'Université Abdelhamid Ibn Badis (Mostaganem), pour son aide dans l'identification morphologiques des champignons endophytes isolés. Qu'elle trouvera ici mes sincères et mes vifs remerciements.

- À tout le personnel des laboratoires de la faculté de la nature et de la vie (Mostaganem)

*Particulièrement **Mr. SOUANE Abdelkader,** je vous adresse mes sincères remerciements pour votre aide.

- À Mr. ABDEL-SALAM RACHED Mohamed (Professeur à Université Ain shams, le Caire, Égypte), Mr. MAGDY Mahmoud (Maître de Conférences à Université Ain shams, le Caire, Égypte), Mme. MOHAMED RIZK Samah (Doctorante à Université Ain shams, le Caire, Égypte): Merci d'avoir accepté de mener une partie de mon travail dans votre laboratoire. Je vous exprime ma respectueuse gratitude. Que vous trouverez dans ce travail mes sincères reconnaissances et considérations.

- Mes remerciements s'adressent aussi à **Mr. BOUZOUINA Abdelkader** pour son aide. Qu'il trouvera ici le témoignage d'une profonde gratitude.

- Je remercie du fond du cœur, mon amie **Melle. Ould Kaddour Asmaa Souad,** maître assistant A au centre universitaire de Rélizane, je vous adresse mes sincères remerciements pour votre gentillesse, vos conseils et vos encouragements.

- Enfin toutes mes reconnaissances sont adressées à tous ceux et celles qui m'ont aidé dans la réalisation de ce travail et soutenus dans les moments difficiles.

Rabiaa Kouadria

Résumé

Résumé

Les racines peuvent être fortement colonisées par les endophytes fongiques. Ces derniers semblent revêtir une importance particulière pour la survie des plantes, vivant dans des habitats stressants. Cette étude se propose d'identifier la communauté fongique endophyte associée aux racines des plantes poussant dans des environnements salins, en séquençant les régions ITS et 18S de l'ADNr et quantifier l'interaction de la combinaison de la salinité avec ces champignons *in vitro* et *in vivo*, sur *T. durum* et *H. vulgare*. *E. phragmospora, A. chlamydospora, Ph. betae, F. equseti, Ch. coarctatum* et *F. graminearum* ont été identifiées, avec une prédominance de l'endophyte *Ch. coarctatum*. *In vitro*, dans la tolérance du blé et de l'orge, sous différentes concentrations de sel (NaCl = 0, 400, 600 et 800meq/l), au stade germination, montre que la germination et la croissance ont été favorisées en présence des champignons endophytes. En leur absence, aucune germination n'a été observée à 600 et 800 meq/l de NaCl. Chez le blé, des taux de germination de 93,4 (400meq/l) et 49,8% (800meq/l) ont été enregistrés en présence d'*A. chlamydospora* et 71,2% en présence de *Ch. coarctatum* sous 600meq/l de NaCl. Alors que chez l'orge, des taux de l'ordre de 91% (*Ch. coarctatum*), 45,6% (*F. equseti*) et 52,2% (*Ph. betae*) ont été notés sous 400, 600 et 800meq/l de NaCl, respectivement. Les radicules, les coléoptiles et le nombre de racines, sous conditions de salinité, sont plus développés en présence des endophytes. L'évaluation *in vivo* semblent indiquer une action positive, des endophytes, sur la levée du blé et de l'orge. La levée des graines d'orge sur le sol fortement salé (14dS/m) a été améliorée en présence d'*E. phragmospora* (66,67%), *A. chlamydospora* (83,33%), *Ph. betae* (86,67%) et *Ch. Coarctatum* (70%), contre 60% observée en leur absence. Alors que chez le blé, des taux de 20%, 16,66% et 0% ont été enregistrés par *E. phragmospora, A. chlamydospora* et le témoin, respectivement. Les racines principales les plus longues ont été notées sur le sol faiblement salé (*E. phragmospora* = 14,8cm) et le sol fortement salé (*Ch. coarctatum* = 19,87cm), respectivement chez le blé et l'orge. Une surface foliaire de 33,56cm² (*E. phragmospora*) et une matière sèche racinaire de 0,66g (*A. chlamydospora*) ont été enregistrées, chez l'orge, sur le sol faiblement salé. Les feuilles de blé présentent des taux de potassium plus élevés en présence du mélange d'endophytes (207,01ppm sur 2,5dS/m de salinité). De plus, la teneur en proline (*Ch. coarctatum* = 1,19g), en chlorophylle b (Mélange d'endophytes = 17,93µg/g MF) et en caroténoïdes (*E. phragmospora* = 8,36µg/g MF) sont plus élevées chez les graines de blé traitées aux endophytes et cultivées sur le sol moyennement salé. Les graines d'orge inoculées par les endophytes présentent une teneur relative en eau plus élevée (*Ph. betae* = 85,69% sur 14dS/m de salinité) ainsi que des taux de sodium élevés (56,79ppm en présence de *Ph. betae* et *Ch. coarctatum* sur 8dS/m de salinité), par rapport à celles non traitées. Le rôle des endophytes dans l'atténuation des conséquences liées au sel des deux plantes cultivées est discuté.

Mots clés: Champignons endophytes – Salinité – Isolement – Germination – Croissance - Plantes cultivées.

Abstract

Roots can be highly colonized by fungal endophytes. They show a particular importance for plants survival inhabiting stressful habitats. This study focused on fungal endophytic community identification, associated with roots plants growing in salt environments, by sequencing the ITS and 18S rDNA regions, and the quantification of salinity interaction with endophytic fungi *in vitro* and *in vivo* on *T. durum* and *H. vulgare*. *E. phragmospora*, *A. chlamydospora*, *Ph. betae*, *F. equseti*, *Ch. Coarctatum* and *F. graminearum* were identified, with *Ch. coarctatum* predominance. *In vitro*, after endophytic fungi inoculation, wheat and barley tolerance, under different salt concentrations (NaCl = 0, 400, 600 and 800meq/L), at germination stage, showed ideal germination and growth. In their absence, no germination was observed at 600 and 800meq/L NaCl. Wheat germination rates of 93.4 (400meq/L) and 49.8% (800meq/L) were showed by *A. chlamydospora* and 71.2% by *Ch. coarctatum* under 600 meq/L NaCl. While, in barley rates of around 91% (*Ch. Coarctatum*), 45.6% (*F. equseti*) and 52.2% (*Ph. Betae*) were noted under 400, 600 and 800meq/L NaCl, respectively. Radicles, coleoptiles and roots number, under salinity stress conditions, are more developed where endophytes are present. *In vivo*, assessment suggests positive action of endophytes on wheat and barley emergence. Barley seed emergence on heavily salt soil (14dS/m) was improved by *E. phragmospora* (66.67%), *A. chlamydospora* (83.33%), *Ph. betae* (86.67%) and *Ch. Coarctatum* (70%), compared to 60% observed in their absence. While, wheat levels of 20%, 16.66% and 0% were recorded by *E. phragmospora*, *A. chlamydospora* and control, respectively. The most developed roots were noted on low salt soil (*E. phragmospora* = 14.8cm) and heavily salt soil (*Ch. Coarctatum* = 19.87cm), respectively on wheat and barley. A leaf area 33.56cm² (*E. phragmospora*) and a root dry matter 0.66g (*A. chlamydospora*) were recorded on barley at low salt soil. Wheat leaves have higher potassium levels under 2.5dS/m salinity (Mixture of endophytes = 207.01ppm). In addition, proline (*Ch. Coarctatum* = 1.19g), chlorophyll b (Mixture of endophytes = 17.93µg/g MF) and carotenoids contents (*E. phragmospora* = 8.36µg/g MF) are more high in endophyte-treated wheat seeds grown on moderately salt soil. Barley seeds inoculated with endophytes have a higher relative water content (*Ph. betae* = 85.69% on 14dS/m salinity) as well as sodium levels (56.79ppm by *Ph. betae* and *Coarctatum* on 8dS/m salinity). Endophytes role in mitigating salt related consequences of both crops is discussed.

Key word: Endophytic fungi – Salinity – Isolation – Germination – Growth - Cultivated plants.

ملخص

من الممكن أن تكون جذور النباتات مستعمرة من طرف الفطريات الداخلية بشكل عالي. ويبدو أن هذه الأخيرة تلعب دورا خاصا في حفظ استمرارية نمو النباتات التي تعيش في بيئة مرهقة. تهدف هذه الدراسة إلى تحديد الفطريات الداخلية المرتبطة بجذور النباتات التي تنمو في بيئة مالحة من خلال تحديد تسلسل المناطق المؤلفة للحمض النووي للفطريات ITS و 18S وتقييم قدرتها على تحسين إنبات ونمو القمح الصلب و الشعير. تم تعريف الفطريات التالية. *A. chlamydospora*، *E. phragmospora* ، *Ph. betae*، *F. equiseti*، *F. graminearum* و *Ch. Coarctatum*. مع هيمنة *Ch. Coarctatum*. أظهرت نتائج مرحلة الإنبات تحسن في إنتاش و نمو القمح و الشعير تحت تركيزات الملح المختلفة (0، 400 ،600 و 800meq/l من NaCl) في وجود الفطريات في حين لم يسجل أي إنبات في غيابها على 600 و 800meq/l. بالنسبة للقمح سجلت معدلات إنبات ٪93.4 (400meq/l) و ٪49.8 (800meq/l) في وجود الفطر *A. chlamydospora* و٪71.2 (600meq/l) في وجود الفطر *Ch. Coarctatum*. بينما بالنسبة للشعير، سجلت معدلات ٪91 (*Ch. Coarctatum*)، ٪45.6 (*F. equseti*) و ٪52.2 (*Ph. betae*) تحت 400 ،600 و 800meq/l من كلوريد الصوديوم على التوالي. تم تطور نمو الجذير والسويقة و عدد الجذور في وجود الفطريات، رغم ظروف الملوحة. في تقييم الجسم الحي، أشارت النتائج إلى الدور الإيجابي للفطريات في ظهور القمح و الشعير. تم تحسين معدل ظهور الشعير على تربة شديدة الملوحة في وجود الفطريات *E. phragmospora* (٪66.67)، *A. chlamydospora* (٪83.33)، *Ph. betae* (٪86.67) و *Ch. Coarctatum* (٪70) مقارنة بنسبة ٪60 سجلت في غياب تام للفطريات. بالنسبة للقمح، تم تسجيل مستويات ٪20، ٪16.66 و ٪0 من قبل *A. chlamydospora*،*E. phragmospora* والشاهد، على التوالي. الجذور الأكثر تطورا سجلت على تربة قليلة الملوحة عند القمح (*E. phragmospora*=14.8cm) و تربة شديدة الملوحة عند الشعير (*Ch. Coarctatum*=19.87cm).تم تسجيل مساحة ورقة $33.56cm^2$ (*E. phragmospora*) ومادة جذرية جافة 0.66g (*A. chlamydospora*) ، عند الشعير على تربة قليلة الملوحة. بلغت بذور القمح أعلى مستويات البوتاسيوم في وجود خليط الفطريات (207.01ppm على 2.5dS/m). إضافة إلى ذلك فإن محتوى البرولين (*Ch. coarctatum* =1.19g)، اليخضور 'ب' (خليط الفطريات = 17.93µg/g MF) وأشباه الجزرينات *E. phragmospora* =8.36µg/g MF) تواجد بنسب عالية عند أوراق القمح المعالج بالفطريات على تربة متوسطة الملوحة. تحتوي أوراق الشعير المعالج بالفطريات على نسبة عالية من المياه النسبية (*Ph. betae* =٪85.69على ملوحة 14dS/m) و الصوديوم (56.79ppm في وجود *Ph. betae* و *Ch. coarctatum* على ملوحة 14dS/m)، مقارنة بالبذور غير المعالجة. وقد تم مناقشة دور الفطريات في التخفيف من الآثار السلبية للملح عند النباتات المزروعة.

الكلمات المفتاحية: الفطريات الداخلية – الملوحة – الفصل – الإنبات – النمو – النباتات المزروعة

Table des matières

Introduction……..……...……1

I. Synthèse bibliographique

I. Les champignons endophytes……..……5

Introduction……...……..5

I.1. Définition des champignons endophytes……...……...5

I.2. Diversité des champignons endophytes……...……6

I.3. Classification des champignons endophytes……..……..6

I.3.1. Les Balansieae……...……6

1.3.2. Les endophytes non-Clavicipitacées……...…..7

I.3.3. Les endophytes non-systémiques des graminées……...……7

I.4. Modes de reproduction et de transmission des champignons endophytes……..….7

I.4.1. Croissance végétative des hyphes.....….....8

I.4.2. Croissance par le biais des spores……..8

I.5. Rôles des champignons endophytes……..……...8

I.5.1. Rôles physiologiques des champignons endophytes……..……...8

I.5.1.1. Protection contre les microorganismes pathogènes……...……8

I.5.1.2. Protection contre les insectes……...…..……...…..9

I.5.2. Rôles des endophytes dans la tolérance aux stress abiotiques……...…...…....9

II. La salinité……...….11

Introduction……..….11

II.I. Répartition des sols salés……...….....11

II.1.1. Dans le monde…….....11

II.1.2. En Algérie…….….12

II.2. Effets de la salinité sur le sol et sur la plante…….....12

II.2.1. Sur le sol…….....12

II.2.1.1. Effets sur les propriétés physiques……..…….…...12

II.2.1.2. Effets sur les propriétés chimiques……..13

II.2.1.3. Effets sur les propriétés biologiques……...13

II.2.2. Sur la plante……...….13

II.2.2.1. Effet de la salinité sur la germination et la levée……..…..13

II.2.2.2. Effet de la salinité sur la croissance et le développement……...14

II.2.2.3. Effet de la salinité sur la photosynthèse……..15

II.2.2.4. Effet de la salinité sur l'état hydrique de la plante……..….....16

II.3. Mécanismes de tolérance des plantes à la salinité……...…..16

II.3.1. Inclusion et compartimentation des ions……...….16

II.3.2. Exclusion……...…17

II.3.3. L'excrétion……....……18

II.3.4. Ajustement osmotique…….....…18

II.3.4.1. Ajustement osmotique par accumulation d'ions……..……..……18

II.3.4.2. Ajustement osmotique par accumulation de solutés organiques……....……18

III. Les céréales……..….20

Introduction……...……...……..…..20

III.1. Le blé dur…...……...……...……...……...……..…….....……20

III.1.1. Généralités …...……...……...…..20

III.1.2. Biologie et cycle de développement…...……...…….…….…….…20

III.1.2.1. Caractères morphologiques…...……...…….……...…..…20

III.1.2.1.1. Structure du grain de blé dur…...……...…….…….....…20

III.1.2.1.2. Appareil végétatif…...……...…….…….....…20

III.1.2.1.3. Appareil reproducteur…...……...……...……..……..22

III.1.2.2. Cycle de développement…...……...……...……..….22

a. La période végétative……..…..22

b. La période reproductrice……...23

c. La période de maturation……..……23

III.2. L'orge……..……25

III.2.1. Généralités……..…..25

III.2.2. Biologie et cycle de développement ……..……..25

III.2.2.1. Caractères morphologiques……...….25

III.2.2.1.1. Structure du grain d'orge……..….25

III.2.2.1.2. L'appareil végétatif……..…...25

III.2.2.1.3. L'appareil reproducteur……..……26

III.2.2.2. Le cycle de développement……...…..…26

a. La période végétative……..…..……26

b. La période reproductrice……..……..…27

c. La période de maturation……..……..27

III.3. Exemples de tolérance des plantes à la salinité……..….27

II. Etude expérimentale

Chapitre I : Matériels et méthodes

Expérimentation 01 : Isolement et identification des champignons endophytes……..……29

I.1. Conduite de l'essai……..……..…..29

I.2. Site d'échantillonnage……..…..29

I.3. Matériel végétal……...……..…….30

I.4. Méthodes……..……..30

I.4.1. Choix et traitement des racines……...……...…..30

I.4.2. Isolement, purification et conservation des champignons endophytes……..…….30

I.4.3. Identification des isolats fongiques endophytes……..…..…..31

I.4.3.1. Identification morphologique……..….31

Identification macroscopique……..…….31

Identification microscopique……..…….31

I.4.3.2. Identification moléculaire……..……..…….31

Extraction de l'ADN fongique……..……..31

Amplification de l'ADN par réaction de polymérisation en chaine (PCR)……..……...32

Analyse des séquences……..……...32

Expérimentation 02 : Effets des champignons endophytes sur la réponse de blé dur et de l'orge sous stress salin, au stade germination……..…...33

II.1. Conduite de l'essai……..……..33

II.2.Matériel végétal……...……..…33

II.3. Méthodes……..….33

II.3.1. Mise en germination des semences……..…..33

Préparation des solutions salines……..34

Préparation de l'inoculum : Suspension de spores……...34

II.3.2. Paramètres suivis……...….36

Cinétique de germination…….……..……...…...36

Taux de germination final……...……....36

Longueurs des coléoptiles et des radicules……..…...…….36

Nombre des racines…….....36

II.4. Analyses statistiques……..……...36

Expérimentation 03 : Analyse de l'impact de l'inoculation par des champignons endophytes de blé dur et de l'orge cultivés sur sols salés…….....37

III.1. Conduite de l'essai……...……37

III.2. Protocole expérimental……..……..…37

III.2.1. Matériel végétal……..……...……37

III.2.2. Sols……...……..…37

III.2.3. Installation de l'essai……...……..38

III.2.4. Mesures effectuées……..……..40

III.2.4.1. Paramètres morphologiques……..……..…40

a. Taux de levée……..……..40

b. Longueur de la racine principale……...……40

c. Hauteur de la plante……..……40

d. Surface foliaire……...……...……40

e. Matières sèches : aérienne et racinaire……...……...40

III.2.4.2. Paramètres physiologiques……...…..40

a. La teneur relative en eau……..……40

b. Dosage des éléments minéraux Na^+ et K^+……..……..40

III.2.4.3. Paramètres biochimiques……..……..41

a. Dosage des sucres solubles……..…..41

b. Dosage de la proline……...…...41

c. Extraction et dosage des pigments Photosynthétiques…….....42

III.3. Analyses statistiques……...42

Chapitre II : Résultats et discussions

I. Résultats……..…….43

Expérimentation 01 : Isolement et identification des champignons endophytes……..……43

1.1. Espèces végétales collectées……..43

1.2. Pourcentage de colonisation……...……...44

1.3. Identification des isolats fongiques……...….45

1.3.1. Identification morphologique…….....45

Champignons 1……...…..45

Caractères macroscopiques……..……45

Caractères microscopiques……...……45

Champignons 2……...…..45

Caractères macroscopiques……..…45

Caractères microscopiques……...…45

Champignons 3……...…..45

Caractères macroscopiques……..…45

Caractères microscopiques……...…45

Champignons 4……...…..45

Caractères macroscopiques……..…45

Caractères microscopiques……...……46

Champignons 5……...……..46

Caractères macroscopiques……..…46

Caractères microscopiques……...……46

Champignons 6……...…..46

Caractères macroscopiques……..……46

Caractères microscopiques……...……46

Champignons 7……...…..46

Caractères macroscopiques……..…46

Caractères microscopiques……...…46

1.2.2. Identification moléculaire……...……..…..50

Amplification par PCR……..……...……50

Similarité des séquences……..…50

Analyse phylogénétique……..….51

Expérimentation 02 : Effets des champignons endophytes sur la réponse de blé dur et de l'orge sous stress salin, au stade de germination……..…..53

II.1. Cinétique de germination……..……53

II.2. Taux de germination final…….…..……..58

II.3. Longueur de la coléoptile…….……...…..61

II.4. Longueur de la radicule……...……..64

II.5. Nombre de racines totales……..……...67

Expérimentation 03 : Analyse des effets des champignons endophytes sur le blé dur et l'orge cultivés sur sols salés…….……..70

III.1. Paramètres morphologiques……...……..70

III.1.1. Taux de levée……..……..70

III.1.2. Longueur de la racine principale……...……....73

III.1.3. Hauteur de la plante……..…….76

III.1.4. Surface foliaire…….....79

III.1.5. Matière sèche……..…..82

III.1.5.1. Matière sèche racinaire……..……82

III.1.5.2. Matière sèche aérienne……..……85

III.2. Paramètres physiologiques……...……87

III.2.1. Teneur relative en eau……..……..……87

III.2.2. Eléments minéraux……..…….90

III.2.2.1. Sodium Na^+……..……..90

III.2.2.2. Potassium K^+……...…...93

III.3. Paramètres biochimiques……..……...96

III.3.1. Sucres solubles……...……...96

III.3.2. Proline……..……....98

III.3.3. Extraction et dosage des pigments Photosynthétiques……...…….100

III.3.3.1. Chlorophylle (a) ……..……100

III.3.3.2. Chlorophylle (b) ……...……...102

III.3.3.3. Chlorophylle totale (Chlorophylle a + chlorophylle b) ……...……104

III.3.3.4. Caroténoïdes……..…..…106

II. Discussion……...……..…….…108

Conclusion et perspectives…….....126

Références Bibliographiques……..……128

Annexes

Liste des abréviations

AC: *Alternaria chlamydospora*

ADN_r: Acide Désoxyribonucléique Ribosomique

ARN_r: Acide Ribonucléique Ribosomique

CC: *Chaetomium coarctatum*

CE : Conductivité électrique

EP: *Embellisia phragmospora*

FE: *Fusarium equseti*

FG: *Fusarium graminearum*

INSID: Institut National des Sols, de l'Irrigation et de Drainage

ITGC: Institut Technique des Grandes Cultures

ITS: Internal Transcribed Spacer

NS: non significatif

PB: *Phoma betae*

PCR: Polymerase Chain Reaction

PDA: Potato Dextrose Agar

RWC: Relative Water Content

Liste des figures

Figure 1: Structure du grain de blé……...…….....21

Figure 2 : Différents stades de développement du blé…….24

Figure 3: Localisation géographique de la zone d'étude (Google Earth, 2017)……..29

Figure 4: Carte de salinité de la zone d'étude…….....30

Figure 5: Dispositif expérimental I : Germination du blé dur et de l'orge…….....35

Figure 6: Dispositif expérimental II : Mise en culture sous serre……..….39

Figure 7: Espèces végétales spontanées étudiées……..…..43

Figure 8: Pourcentage (%) de colonisation des différentes espèces collectées (AF): *Avena fatua* ; (BM): *Beta macrocarpa* ; (AP): *Anabasis prostrata* ; (SO): *Salsola oppositifolia* ; (LR): *Lolium rigidum* et (SF): *Suaeda fruticosa* par des champignons endophytes……..…44

Figure 9: Aspects macroscopique « recto (a) », « verso (b) » et microscopique (c) du champignon 1……..…..47

Figure 10: Aspects macroscopique « recto (a) », « verso (b) » et microscopique (c) du champignon 2……..…..47

Figure 11: Aspects macroscopique « recto (a) », « verso (b) » et microscopique (c) du champignon 3……..……..47

Figure 12: Aspects macroscopique « recto (a) », « verso (b) » et microscopique (c) du champignon 4…….....48

Figure 13: Aspects macroscopique « recto (a) », « verso (b) » et microscopique (c) du champignon 5……..……..48

Figure 14: Aspects macroscopique « recto (a) », « verso (b) » et microscopique (c) du champignon 6……..……..48

Figure 15: Aspects macroscopique « recto (a) », « verso (b) » et microscopique (c) du champignon 7 : *Fusarium sp*……..…...49

Figure 16: Photos des gels d'électrophorèse : (a) Extraction de l'ADN fongique, (b) Amplification par PCR des séquences ITS et 18S, (c) Purification du produit de PCR pour les séquences ITS et (d) Purification du produit de PCR pour les séquences 18S……..…50

Figure 17: Relations phylogénétiques entre les champignons endophytes…….....52

Figure 18: Effet des endophytes: C0: Absence de champignons endophytes; EP: *E. phragmospora*; AC: *A. chlamydospora*; PB: *Ph. betae*; FE: *F. equiseti*; CC: *Ch. coarctatum*; FG*: F. graminearum*, en conditions de salinité (A) 0, (B) 400, (C) 600 et (D) 800meq/l, sur la cinétique de germination du blé dur……...……56

Figure 19: Effet des endophytes: C0: Absence de champignons endophytes; EP: *E. phragmospora*; AC: *A. chlamydospora*; PB: *Ph. betae*; FE: *F. equiseti*; CC: *Ch. coarctatum*; FG*: F. graminearum*, en conditions de salinité (A) 0, (B) 400, (C) 600 et (D) 800meq/l, sur la cinétique de germination de l'orge……...…..57

Figure 20: Effet des endophytes: C0: Absence de champignons endophytes; EP: *E. phragmospora*; AC: *A. chlamydospora*; PB: *Ph. betae*; FE: *F. equiseti*; CC: *Ch. coarctatum*; FG*: F. graminearum*, en conditions de salinité, sur les taux de germination finaux (%) du blé dur (A) et de l'orge (B)…….....60

Figure 21: Effet des endophytes: C0: Absence de champignons endophytes; EP: *E. phragmospora*; AC: *A. chlamydospora*; PB: *Ph. betae*; FE: *F. equiseti*; CC: *Ch. coarctatum*; FG*: F. graminearum*, en conditions de salinité, sur la longueur de la coléoptile (cm) du blé dur (A) et de l'orge (B)…….....63

Figure 22: Effet des endophytes: C0: Absence de champignons endophytes; EP: *E. phragmospora*; AC: *A. chlamydospora*; PB: *Ph. betae*; FE: *F. equiseti*; CC: *Ch. coarctatum*; FG*: F. graminearum*, en conditions de salinité, sur la longueur de la radicule (cm) du blé dur (A) et de l'orge (B)……..…...66

Figure 23: Effet des endophytes: C0: Absence de champignons endophytes; EP: *E. phragmospora*; AC: *A. chlamydospora*; PB: *Ph. betae*; FE: *F. equiseti*; CC: *Ch. coarctatum*; FG*: F. graminearum*, en conditions de salinité, sur le nombre de racines totales formées par le blé dur (A) et l'orge (B)…….....69

Figure 24: Taux de levée (%) du blé dur (A) et de l'orge (B), sous stress salin et application des champignons endophytes : C0: Absence de champignons endophytes; EP: *E. phragmospora*; AC: *A. chlamydospora*; PB: *Ph. betae*; FE: *F. equiseti*; CC: *Ch. coarctatum*; FG*: F. graminearum*; ENS: Mélange des endophytes. ……...…..72

Figure 25: Longueur de l'axe racinaire principal (cm), formé par le blé dur (A) et l'orge (B) sous stress salin et application des champignons endophytes : C0: Absence de champignons endophytes; EP: *E. phragmospora*; AC: *A. chlamydospora*; PB: *Ph. betae*; FE: *F. equiseti*; CC: *Ch. coarctatum*; FG*: F. graminearum*; ENS: Mélange des endophytes……...…...75

Figure 26: Hauteur (cm) des plantes de blé dur (A) et d'orge (B) sous stress salin et application des champignons endophytes : C0: Absence de champignons endophytes; EP: *E. phragmospora*; AC: *A. chlamydospora*; PB: *Ph. betae*; FE: *F. equiseti*; CC: *Ch. coarctatum*; FG*: F. graminearum*; ENS: Mélange des endophytes……...…78

Figure 27: Surface foliaire (cm²), enregistrée chez le blé dur (A) et l'orge (B) sous stress salin et application des champignons endophytes : C0: Absence de champignons endophytes; EP: *E. phragmospora*; AC: *A. chlamydospora*; PB: *Ph. betae*; FE: *F. equiseti*; CC: *Ch. coarctatum*; FG*: F. graminearum*; ENS: Mélange des endophytes……..…...81

Figure 28: Variations de la matière sèche racinaire (g), constatées chez le blé dur (A) et l'orge (B) sous stress salin et application des champignons endophytes : C0: Absence de champignons endophytes; EP: *E. phragmospora*; AC: *A. chlamydospora*; PB: *Ph. betae*; FE: *F. equiseti*; CC: *Ch. coarctatum*; FG*: F. graminearum*; ENS: Mélange des endophytes……..…...84

Figure 29: Variations de la matière sèche aérienne (g), constatées chez le blé dur (A) et l'orge (B) sous stress salin et application des champignons endophytes : C0: Absence de champignons endophytes; EP: *E. phragmospora*; AC: *A. chlamydospora*; PB: *Ph. betae*; FE: *F. equiseti*; CC: *Ch. coarctatum*; FG*: F. graminearum*; ENS: Mélange des endophytes……....86

Figure 30: Teneur relative en eau (%), enregistrées chez le blé dur (A) et l'orge (B) sous stress salin et application des champignons endophytes : C0: Absence de champignons endophytes; EP: *E. phragmospora*; AC: *A. chlamydospora*; PB: *Ph. betae*; FE: *F. equiseti*; CC: *Ch. coarctatum*; FG*: F. graminearum*; ENS: Mélange des endophytes……..……...89

Figure 31: Variations de la teneur en sodium Na^+ (ppm), au niveau des feuilles de blé dur (A) et l'orge (B) sous stress salin et application des champignons endophytes : C0: Absence de champignons endophytes; EP: *E. phragmospora*; AC: *A. chlamydospora*; PB: *Ph. betae*; FE: *F. equiseti*; CC: *Ch. coarctatum*; FG*: F. graminearum*; ENS: Mélange des endophytes.……...…92

Figure 32: Variations de la teneur en potassium K^+ (ppm), au niveau des feuilles de blé dur (A) et l'orge (B) sous stress salin et application des champignons endophytes : C0: Absence de champignons endophytes; EP: *E. phragmospora*; AC: *A. chlamydospora*; PB: *Ph. betae*; FE: *F. equiseti*; CC: *Ch. coarctatum*; FG*: F. graminearum*; ENS: Mélange des endophytes……..……..95

Figure 33: Variations du taux des sucres (mg/g MF), au niveau des feuilles de blé dur (A) et l'orge (B) sous stress salin et application des champignons endophytes : C0: Absence de champignons

endophytes; EP: *E. phragmospora*; AC: *A. chlamydospora*; PB: *Ph. betae*; FE: *F. equiseti*; CC: *Ch. coarctatum*; FG*: F. graminearum*; ENS: Mélange des endophytes……...…….97

Figure 34: Variations des teneurs en proline (mg/g MF), au niveau des feuilles de blé dur (A) et l'orge (B) sous stress salin et application des champignons endophytes : C0: Absence de champignons endophytes; EP: *E. phragmospora*; AC: *A. chlamydospora*; PB: *Ph. betae*; FE: *F. equiseti*; CC: *Ch. coarctatum*; FG*: F. graminearum*; ENS: Mélange des endophytes.……...……99

Figure 35: Variations de la teneur en chlorophylle 'a' (µg/g MF), au niveau des feuilles de blé dur (A) et l'orge (B) sous stress salin et application des champignons endophytes : C0: Absence de champignons endophytes; EP: *E. phragmospora*; AC: *A. chlamydospora*; PB: *Ph. betae*; FE: *F. equiseti*; CC: *Ch. coarctatum*; FG*: F. graminearum*; ENS: Mélange des endophytes……..……101

Figure 36: Variations de la teneur en chlorophylle 'b' (µg/g MF), au niveau des feuilles de blé dur (A) et l'orge (B) sous stress salin et application des champignons endophytes : C0: Absence de champignons endophytes; EP: *E. phragmospora*; AC: *A. chlamydospora*; PB: *Ph. betae*; FE: *F. equiseti*; CC: *Ch. coarctatum*; FG*: F. graminearum*; ENS: Mélange des endophytes……..……103

Figure 37: Variations de la teneur en chlorophylle totale 'a+b' (µg/g MF), au niveau des feuilles de blé dur (A) et l'orge (B) sous stress salin et application des champignons endophytes : C0: Absence de champignons endophytes; EP: *E. phragmospora*; AC: *A. chlamydospora*; PB: *Ph. betae*; FE: *F. equiseti*; CC: *Ch. coarctatum*; FG*: F. graminearum*; ENS: Mélange des endophytes……..……....105

Figure 38: Variations de la teneur en caroténoïdes (µg/g MF), au niveau des feuilles de blé dur (A) et l'orge (B) sous stress salin et application des champignons endophytes : C0: Absence de champignons endophytes; EP: *E. phragmospora*; AC: *A. chlamydospora*; PB: *Ph. betae*; FE: *F. equiseti*; CC: *Ch. coarctatum*; FG*: F. graminearum*; ENS: Mélange des endophytes.……....…107

Liste des tableaux

Tableau 1: Superficies affectées par la salinité dans le monde……..…….12

Tableau 2: Origine des génotypes utilisés dans l'étude……...…34

Tableau 3: Quelques caractéristiques des sols utilisés……...…..38

Tableau 4: Niveaux de salinité et structure des sols utilisés……...…….39

Tableau 5: Espèces végétales collectées et nombre de champignons endophytes isolés……43

Tableau 6: La communauté de champignons endophytes associée aux racines des plantes spontanées poussant en milieux salés……..51

Introduction

Introduction

Les contraintes environnementales sont les facteurs majeurs limitant de l'agriculture et de la productivité des plantes (Chaves et *al.,* 2002). En plus des stress biotiques, il existe une variété de stress abiotiques dont la salinité est considérée comme un facteur majeur limitant du développement des plantes, particulièrement dans les zones arides et semi-arides du monde (Munns et Tester, 2008) en réduisant la disponibilité de l'eau, ce qui provoque une déshydratation ou un stress osmotique induisant la fermeture des stomates et, par conséquence, la capacité biochimique de l'assimilation et l'utilisation du carbone est réduite, ceci mène à la limitation des capacités photosynthétiques affectant la croissance des plantes (Karpe et *al*., 2012). Sur 1,5 milliard d'hectares de terres cultivées dans le monde, environ 77 millions d'hectares (5%) sont affectés par la teneur excessive en sel (Sheng et *al*., 2008). Les régions du bassin méditerranéen sont fortement touchées par ce fléau.

En Algérie dont une grande partie des régions agricoles se caractérise par un climat aride et semi-aride ; 3,2 millions d'hectares sont menacées par la salinisation (Benmahioul et *al*., 2009), ce qui répercutent sur la croissance et le développement des plantes et particulièrement les céréales et par conséquent sur leur productivité (Chaise et *al.*, 2005).

La culture des céréales tient de loin, la première place quant à l'occupation des terres agricoles, parce qu'elles servent d'aliments de base pour une grande proportion de la population mondiale.

En Algérie, les céréales occupent les plus grandes superficies et leur grain constitue la base de l'alimentation humaine et animale. La superficie emblavée au titre de la campagne céréalière 2016/2017 est de 3 millions d'hectares. Le blé dur occupe la part la plus importante, soit 45% suivi de l'orge avec 37%, du blé tendre avec 15% et enfin de l'avoine avec 3% (MADRP, 2017). Les produits céréaliers constituent un aliment d'une haute valeur nutritive puisqu'ils fournissent plus de 60% de l'apport calorifique et 75 à 80% de l'apport protéique de la ration alimentaire (Djermoun, 2009). Le blé dur (*Triticum durum* Desf) compte parmi les espèces les plus anciennes et constitue une grande partie de l'alimentation de l'humanité, d'où son importance économique. L'orge (*Hordeum Vulgare* L.) est la deuxième céréale en importance après le blé dur (Benmahammed, 2004).

Malgré cette importance de la filière céréalière, elle se trouve constamment menacées par plusieurs contraintes (les facteurs du climat, les caractéristiques du sol, le matériel végétal, les pratiques culturales et les stress biotiques et abiotiques) qui affectent les rendements de façon qualitative et quantitative (Chennafi, 2012).

Une grande partie de la céréaliculture se concentre à l'intérieur du pays dans les zones arides et semi arides (Selmi, 2000). Dans ces zones, la salinité des sols et des eaux d'irrigation est l'un des facteurs limitant de la productivité végétale et du rendement agricole des céréales ; selon les estimations les plus récentes, elle affecte déjà au moins 400 millions d'ha (Baatour et *al*., 2004).

Les pertes de rendement de blé dur et de l'orge dans les zones salines sont importantes. L'orge est considérée comme la plus tolérante à la salinité (Hopkins et Évrard, 2003), elle tolère d'importantes quantités de sel. Généralement, l'orge (*Hordeum vulgare* L.) est plus tolérante que le blé dur (*Triticum durum* Desf.), certaines variétés de blé dur sont capables de donner des rendements élevés sur les sols modérément affectés par la salinité (Ouhaddach et *al*., 2015).

La résistance ou même la tolérance de l'orge et de blé dur à la présence des sels sont des qualités largement recherchées, afin d'étendre la culture de ces deux espèces à des régions peu favorables (Baenziger et *al*., 2006).

Aujourd'hui, il est devenu impératif d'adopter de nouvelles approches pour réaliser un développement durable et assurer le recyclage et le renouvellement des ressources naturelles. A cet égard l'homme a pensé se retourner vers la nature et chercher les vertus d'intérêt économique chez les microorganismes, à travers les associations que forment ces derniers avec leurs hôtes (Mansouri, 2011).

Parmi ces associations symbiotiques, on trouve celles qui se forment entre les plantes et les champignons appelés endophytes, qui colonisent les tissus internes (Dutta et *al*., 2014), sans causer aucun symptôme apparent de maladie (Petrini, 1991).

L'identification et la quantification de ces champignons, en utilisant les méthodes morphologiques sont difficiles à cause des ressemblances constatées entre certaines espèces (Redecker et Raab, 2006). Divers techniques basées sur l'emploi des anticorps spécifiques (Hahn et *al*., 1993), des izoenzymes (Rosendahl, 1989) ou des profils lipidiques (Bentivenga et Morton, 1994) ont été développées pour lever en partie ces contraintes. La biologie moléculaire par amplification et séquençage d'ADN est la plus employée, cette technique consiste à amplifier par réaction de polymérase en chaîne (PCR) des régions de l'ADN nucléaire ribosomique (ADNr) qui codent les différents ARN ribosomiques (ARNr), 5S, 18S, 28S et 5.8S, à l'aide d'amorces nucléotidiques universelles et spécifiques des champignons (White et *al*., 1990). Les séquences d'ADN qui codent les ARNr sont suffisamment bien conservées. Elles sont présentes en multiples copies et sont polymorphes d'une espèce à l'autre. Elles sont donc utilisables pour obtenir des phylogénies de bonne résolution (Simon et *al*., 1992).

Certains champignons endophytes identifiés dans des études précédentes, ont montré des effets positifs sur la plante hôte comme l'amélioration de la croissance ainsi que la résistance et la tolérance aux stress biotiques et abiotiques (Rodriguez et *al*, 2008), ce qui les a rendu utiles pour l'agriculture, comme un outil d'amélioration de la performance des cultures (Dutta et *al*., 2014).

Les champignons endophytes jouent un rôle important dans la croissance et le développement des plantes grâce à différents mécanismes. Ils produisent une vaste gamme de métabolites bioactifs

capables de protéger la plante hôte sous des stress biotiques et abiotiques (Hamayun et *al*., 2010 ; Khan et *al*., 2013).

Certains endophytes ont la capacité de synthétiser les gibbérellines, les auxines (IAA) et l'acide abscissique (ABA) pour améliorer la résistance des plantes dans des conditions environnementales défavorables (Leitão et Enguita, 2016). Hasan (2002) a montré que la gibbérelline produite par *Fusarium spp*. sous un fort stress salin peut réduire l'effet de la salinité sur les plantes cultivées.

En Algérie, le manque d'eau et les sécheresses prolongées ne permettent pas l'utilisation des moyens classiques de désalinisation comme le drainage, de plus le cout de leur installation et leur entretien sont assez couteux. La recherche de moyens biologiques comme les champignons endophytes constituent une alternative moins couteuse et certainement plus efficace surtout pour des zones arides et semi-arides (Shrivastava and Kumar, 2015).

C'est dans cette perspective que notre étude a été orientée, et a pour objectif de:

- Isoler et identifier les champignons endophytes des plantes spontanées poussant en milieux salés ;
- Analyser l'impact de l'infection par ces endophytes sur la capacité de blé dur (*Triticum durum* Desf.) et de l'orge (*Hordeum Vulgare* L.) d'endurer la contrainte saline à travers des paramètres morphologiques, physiologiques et biochimiques ;
- Sélectionner les plantes ayant acquises les effets positifs dus à la présence des champignons ;
- En fin l'objectif principal de cette recherche est la valorisation des terres salées.

L'étude comporte trois grandes parties. Une première expérimentationi a pour objectif d'isoler les champignons endophytes sur des plantes spontanées poussant en milieux salée dans l'ouest Algérien (Relizane) et de les caractériser par des méthodes morphologiques (études macro et microscopique) et des méthodes moléculaires (séquençage des régions ITS et 18S de l'ADN_r fongique). Dans une seconde expérimentation, on a suivi la réponse des graines de *Triticum durum* Desf. (Variété SIMETO) et *Hordeum Vulgare* L. (Variété $SAIDA_{183}$) soumisses à différentes doses de NaCl, au stade germination, en présence et en absence des champignons endophytes. Et dans la troisième expérimentation, sont étudiées les différentes modifications morphologies, physiologiques et biochimiques de blé dur et de l'orge cultivés sur des sols naturellement salés en la présence et l'absence de l'infection par les différents endophytes identifiés.

Le travail a été structuré en deux parties ; une première partie traite une synthèse portant sur les champignons endophytes et leurs rôles dans la protection des plantes contre les stress biotiques et abiotiques, ainsi que les différents aspects de la salinité, les mécanismes de la tolérance des plantes à

cette contrainte, et la description des deux céréales (blé dur et orge) sur lesquelles l'étude a été basée. Une seconde partie divisée en deux chapitres, un premier chapitre dans lequel sont exposées les caractéristiques du matériel végétal utilisé et les différentes méthodes employées pour la réalisation des différentes expérimentations. Et un deuxième chapitre englobe les résultats auxquels on est parvenu et leur discussion.

Synthèse bibliographique

Chapitre I
Champignons endophytes

Chapitre I : Les champignons endophytes

Introduction

Les plantes et les microorganismes présentent un complexe d'habitat écologique très divers (Bacon et White, 2000). Dans la nature, les organismes ne vivent pas en isolation, mais en association avec d'autres entités vivantes. De Bary (1879) a décrit cette relation par le mot "Symbiose".

La symbiose est une association permanente entre deux ou plusieurs organismes distincts, au moins durant une partie de leurs cycles de vie (Smith et Read, 2000). Les symbioses mutualistiques sont le type le plus attirant, vue son importance écologique et évolutionnaire. Le mutualisme est une association biologique de deux organismes d'espèces distinctes en vue d'un bénéfice mutuel (Strobel et *al.*, 2004). L'évolution des plantes au cours des ères était maintenue grâce à l'établissement de ces symbioses avec certains microorganismes dont les champignons. Dans ce groupe, deux catégories majeures sont distinguées:

1. Les champignons mycorhizes résidant seulement dans les racines mais qui s'étendent en dehors ; dans la rhizosphère (Smith et Read 2000 ; Rodriguez et *al*., 2004).

2. Les champignons endophytes résidant entièrement dans les tissues des plantes, et colonisent les espaces inter et/ou intracellulaires des racines (Sieber 2002), ainsi que les parties aériennes ; tiges et feuilles (Stone et *al*., 2000).

I.1. Définition des champignons endophytes

Les champignons sont les microorganismes les plus fréquemment isolés en tant qu'endophytes (Strobel et *al.*, 2004). Le terme endophyte a été utilisé pour la première fois par De Bary en 1866 pour décrire les champignons qui colonisent l'intérieur des tissus végétaux des tiges et des feuilles (Moricca et Ragazzi, 2008).

La définition la plus couramment utilisée pour décrire les champignons endophytes est celle de Petrini (1991), qui définit les endophytes comme étant tous les microorganismes vivant de façon intra et/ou intercellulaire (Pimentel et *al*., 2011) dans les organes végétaux internes à un certain moment de leur vie et peuvent coloniser les tissus végétaux internes sans causer de dommages apparents chez l'hôte (Hyde et Soytong, 2008).

Ils ont longtemps pensé que ces champignons ne montraient aucune fonction, ni intérêt. Cependant, ces dernières années, les endophytes ont été exploités (Moricca et Ragazzi, 2008) comme source de composés antimicrobiens, antioxydants, anticancéreux, insecticides, etc. (Maheshwari, 2006).

I.2. Diversité des champignons endophytes

Les champignons endophytes représentent un groupe très diversifié (Zabalgogeazcoa, 2008) avec une estimation de 1,5 millions d'espèces (Fernandes et *al.*, 2009) et une moyenne d'environ 50 espèces d'endophytes par espèce de plante. Ils ont été isolés à partir des grands arbres (Oses et *al.*, 2008), du palmier (Frohlich et *al.*, 2000), des graminées marines (Alva et *al.*, 2002) et même à partir des lichens (Li et *al.*, 2007). Encore, à partir de plantes poussant dans les forêts aussi bien tropicales, tempérées que boréales (Stone et *al.*, 2004).

Plus de 90% d'espèces de champignons endophytes ne sont pas décrites (Shipunov et *al.*, 2008). Huang et *al.* (2008) ont décrit seulement 80.000 à 100.000 espèces.

I.3. Classification des champignons endophytes

Les champignons endophytes représentent un groupe écologique et taxonomique extrêmement diversifié, la plupart des champignons endophytes appartiennent à l'embranchement des *Ascomycota*. Cependant, certains appartiennent à d'autres taxons tels que les *Deuteromycota*, *Basidiomycota*, *Zygomycota* et les *Oomycota* (Saar et *al.*, 2001).

A l'échelle taxonomique des partenaires fongiques et végétaux, sont distinguées :

I.3.1. Les Balansieae

Deux genres de la tribu des *Balansieae* (*Clavicipitaceae, Ascomycota*) renferment des membres endophytes : *Epichloë* et *Balansia* (Stone et *al*., 2004) associés, essentiellement, aux membres de la famille des *Poaceae, Cyperaceae* et *Juncaceae* (Muller et Krauss, 2005).

Le genre *Balansia* comprend également une phase de vie asexuée, et de ce fait, ces formes imparfaites sont rangées au sein du genre *Ephelis* (Stone et *al*., 2004). Les *Epichloë* développent leurs structures reproductrices au niveau des méristèmes des inflorescences de la plante-hôte, mais ils peuvent également coloniser une partie des feuilles avoisinantes, ainsi, les mycéliums sont généralement détectés sur toutes les parties du végétal (Malinowsky et Belesky, 2000).

En se basant sur la biologie et les affinités phylogénétiques avec le genre *Epichloë*, les membres anamorphes ont été récemment attribués au genre *Neotyphodium* (Stone et *al*., 2004). Cette nouvelle révision de la classification vers le genre *Neotyphodium* avait pour but la séparation des *Acremonium* aux affinités endophytes (e-endophytes) de ceux ayant des affinités saprophytes (Malinowsky et Belesky, 2000). Les espèces appartenant au genre *Neotyphodium* sont rencontrées généralement chez les *Poaceae* des zones tempérées de l'hémisphère Nord (Stone et *al*., 2004). Les espèces *Neotyphodium coenophialum* et *N. uncinatum* sont spécifiquement associées à *Festuca arundinacea* et *F. pratensis*, respectivement (Malinowsky et Belesky, 2000).

1.3.2. Les endophytes non-Clavicipitacées

Des études plus détaillées ont réussi de découvrir d'autres groupes de champignons endophytes non-clavicipitacées. Ces derniers représentent maintenant le deuxième groupe majeur avec les mycoendophytes clavicipitacées.

Les non-clavicipitacées sont fortement diversifiés, représentant un assemblage polyphylétique composé principalement d'ascomycètes avec des rôles écologiques divers et souvent mal définis ou inconnus (Schulz et Boyle, 2005 ; Rodriguez et *al.*, 2009). Ils ont été isolés presque de toutes les principales familles de plantes terrestres et de tous les écosystèmes terrestres, y compris les agroécosystèmes (Arnold, 2007).

En outre, ce groupe renferme d'autres mycoendophytes appelés (P-endophytes), représenté par le genre *Glicocladium* isolé de *Lolium perenne* L. et le genre *Phialophora* trouvé chez *Festuca gigantea* L. Vill., et *F. arizonica* Vasey (Latch et *al.*, 1985).

Les P-endophytes sont rangés dans l'ordre des *Eurotiales* (*Ascomycota*) (Malinowsky et Belesky, 2006). Ils n'ont aucune liaison avec les E-endophytes et diffèrent, substantiellement, d'eux non seulement sur le plan morphologique et physiologique au niveau des aspects de croissance mycélienne, la colonisation des tissus foliaires, la colonisation des racines ainsi que leurs aptitudes à sporuler sur l'hôte (Malinowsky et Belesky, 2000), mais également dans la réponse de la graminée à l'égard de l'infection (Malinowsky et Belesky, 2006). Les P-endophytes et les E-endophytes peuvent coexister chez la même plante hôte (Latch et *al.*, 1985; Malinowsky et Belesky, 2000). Un autre groupe les A-endophytes ont été classés avec les champignons endophytes isolés des espèces *Lolium multiflorum* Lam. et *Festuca paniculata* L. (Naffaa et *al.*, 1998), ainsi qu'une autre espèce annuelle du genre *Lolium* (Malinowsky et Belesky 2006). Similaires aux P-endophytes, les effets des A-endophytes sur les processus physiologiques et écologiques des graminées des zones tempérées sont mal compris (Malinowsky et Belesky, 2006).

I.3.3. Les endophytes non-systémiques des graminées

Les études portées sur les poaceae quant aux endophytes non-systémiques ont révélé la présence des formes épiphytes ou pathogènes (Stone et *al.*, 2004). Parmi les formes les plus signalées des mycoendophytes épiphytes, sont trouvées chez le riz (*Oryza sativa*) et le maïs (*Zea mays*) : *Alternaria alternata, Arthrinium* spp., *Cladosporium tenuissimum,* et *Epicoccum purpurascens* (Fisher et *al.*, 1992). Pour les formes pathogènes, sont citées à titre d'exemple: *Phaeosphaeria nodurum* et quelques espèces de *Fusarium* comme *Fusarium graminearum* (Stone et *al.*, 2004).

I.4. Modes de reproduction et de transmission des champignons endophytes

Les champignons endophytes possèdent deux modes de reproduction.

I.4.1. Croissance végétative des hyphes

Elle est accompagnée par la transmission verticale, la croissance se fait complètement à l'intérieur des tissus de la plante hôte (Selosse et Schardl, 2007). La transmission verticale est connue notamment chez les Graminées (Faeth, 2002). Elle est effectuée généralement par les formes végétatives (hyphes) du champignon porté par les semences de la plante hôte (Saikkonen et *al.*, 2004). C'est le principal mode de transmission des champignons endophytes (Saikkonen et *al.*, 2010). Cela peut procurer à la plante hôte plusieurs bénéfices : augmentation de la tolérance à la sécheresse, protection contre les herbivores et résistance contre les pathogènes (Clay et Schardl, 2002).

I.4.2. Croissance par le biais des spores

Ce groupe de champignons se transmet horizontalement **(**Saikkonen et *al.*, 2004), par les spores sexuées ou asexuées et infecte, par conséquence, les autres plantes (Gallery et *al.*, 2007). En général, la transmission horizontale des endophytes est associée aux tissus photosynthétiques de la plante (feuilles), ce mode nécessite la production des spores externes et leur dispersion aéroportée (Zabalgogeazcoa, 2008).

La transmission horizontale semble être le mécanisme prédominant de la dispersion de ce genre d'espèces fongiques (Zabalgogeazcoa, 2008).

I.5. Rôles des champignons endophytes

Les champignons endophytes reçoivent la nutrition, la protection, et la possibilité de se propager grâce à leurs hôtes (Clay et Schardl, 2002); et en retour la plante hôte bénéficie aussi de certains avantages procurés par l'endophyte.

I.5.1. Rôles physiologiques des champignons endophytes

Les plantes sont constamment menacées par une variété d'agents comme les microorganismes tels les champignons, bactéries et virus, les herbivores et les insectes. Cependant, les plantes possèdent des mécanismes de défense contre ses agents, dont les obstacles structurels qui se renforcent rapidement lors du processus d'infection (cire, lignine, cellulose, composés phénoliques et des protéines de la paroi cellulaire) sont le type le plus performant de défense.

Parmi les rôles joués par les champignons endophytes, sont mentionnés:

I.5.1.1. Protection contre les microorganismes pathogènes

Plusieurs mécanismes peuvent être utilisés par les endophytes pour inhiber les microorganismes phytopathogènes : la production d'antibiotiques, la stimulation des mécanismes de défense de l'hôte, la concurrence pour la nourriture ou les sites de colonisation, et le mycoparasitisme (Cao et *al.*, 2009). De nombreuses espèces de champignons endophytes produisent plusieurs métabolites

secondaires dont des substances antibiotiques (Strobel, 2002; Wang et *al*., 2007). Plusieurs extraits liquides des cultures des endophytes ont démontré une inhibition de la croissance de plusieurs espèces de champignons phytopathgènes (Kim et *al*., 2007).

Selon Arnold et *al*. (2003), inoculer des feuilles de jeunes plants de *Theobroma cacao*, par le mélange de six endophytes isolés à partir de la même plante hôte, puis les infecter avec *Phytophtora* sp. agent pathogène responsable de la maladie de la pourriture brune, une réduction significative de l'incidence de la maladie et ses effets néfastes sur les feuilles inoculées a été conclue. Vu la différence de sévérité de la maladie observée entre les feuilles inoculées et non inoculées, l'induction d'un mécanisme de résistance de la plante ne peut être impliqué. La protection dans ce cas pourrait être le résultat d'une concurrence directe entre les endophytes et les agents pathogènes, par exemple en formant une zone d'inhibition qui restreindrait l'entrée des autres champignons ou bien l'occupation des sites disponibles pour l'infection.

I.5.1.2. Protection contre les insectes

Certains endophytes peuvent aussi protéger leurs hôtes contre les insectes en produisant des métabolites secondaires (Spiering et *al*., 2005).

Webber (1981), a probablement été le premier à démonter la protection des végétaux contre les insectes due à des champignons endophytes par l'exemple de l'endophyte *Phomopsis oblonga*, qui protège les ormes contre le dendroctone *Physocnemum brevilineu*, vecteur d'un champignon pathogène qui provoque la maladie hollandaise de l'orme. Cet endophyte produit des composés toxiques qui auraient un effet répulsif contre ce vecteur de l'agent pathogène. Cela a été confirmé quatre ans plus tard par Claydon et *al*. (1985), qui ont démontré que les champignons endophytes appartenant à la famille des *Xylariacea* synthétisaient des métabolites secondaires chez les hôtes du genre *Fagus*, ces derniers affectaient les larves des coléoptères.

I.5.2 Rôles des endophytes dans la tolérance aux stress abiotiques

Les plantes sont exposées à des conditions environnementales changeantes, les obligeant à s'adapter à des températures extrêmes, des insuffisances d'eau et des produits chimiques. Plusieurs études ont démontré que les plantes associées à des champignons endophytes ont été plus tolérantes à la sécheresse, la chaleur, la toxicité des métaux et à une salinité élevée (Waller et *al*., 2005).

Les champignons endophytes des graminées fourragères (Fétuque élevée) augmentent de manière significative la tolérance à la sécheresse de cette espèce (Clay et Schardl, 2002). La teneur en eau des graminées associées à des endophytes était plus élevée que celle des graminées dépourvues d'endophytes (Buck et *al*., 1997). Ce phénomène peut s'expliquer par l'accumulation accrue de solutés dans les tissus des plantes infectées par les endophytes, ou par la réduction de la

conductance foliaire et un ralentissement du flux de transpiration (Malinowsky et Belesky, 2000), ou encore par la limitation de la germination des graines et donc la réduction du risque de la mort des plantules (Gundel et *al*., 2006). De même, *Festuca* spp. infectée par les endophytes a montré une plus grande tolérance à l'aluminium du sol et une plus grande croissance par rapport à la plante non infectée (Zaurov et *al*., 2001).

Redman et *al*. (2002) ont démontré que les champignons endophytes pourraient aussi augmenter la tolérance à la chaleur chez leurs hôtes, cette tolérance a été détectée chez *Dichanthelium lanuginosum* infecté par l'endophyte *Cuvularia* sp. qui résiste à des températures de 65° C, alors que les plantes non infectées ne résistaient même pas à une température de 40° C. Il a été suggéré que l'endophyte agirait comme un déclencheur biologique pour activer la réponse au stress plus rapidement et plus fortement que dans les plantes non symbiotiques. Cette résistance à la température peut être très avantageuse pour ces plantes qui pourraient croître dans des chaleurs où tous les agents pathogènes, les ravageurs et les mauvaises herbes ne résisteraient pas.

Waller et *al*. (2005) ont démontré que l'endophyte *Piriformospora indica* protège l'orge du stress salin. L'exposition des plantes infectées pendant deux semaines au sel modéré (100mM de NaCl) a permis d'obtenir une plus grande biomasse que celle des plantes contrôles sous les mêmes conditions. L'orge non infectée a même montré une augmentation de chlorose des feuilles et une croissance réduite des semis.

Les champignons endophytes peuvent aussi améliorer la photosynthèse de leur hôte, par exemple quand *Agave victoria-reginae* grandit en présence du champignon endophyte *Fusarium oxysporium*, la chlorophylle totale et la teneur en sucre augmente, entrainant une augmentation du rendement de la photosynthèse des plantes par rapport à celles dépourvues d'endophyte (Obledo et *al*., 2003). Ils peuvent aussi améliorer la croissance de nombreuses espèces végétales (Tan et Zou, 2001), cette amélioration est due en partie à la production de phytohormones par l'endophyte, tels que l'acide indole-3-acetic (AIA), acide indole-3-pyruvic (AIP), cytokines et d'autres substances de promotion de la croissance comme les vitamines, et en partie du fait que les endophytes peuvent améliorer l'absorption des éléments nutritifs par l'hôte comme la fixation de l'azote et l'assimilation du phosphore, et ils régulent les qualités nutritionnelles (Waller et *al*., 2005 ; Zhang et *al*., 2006).

Chapitre II
Salinité

Chapitre II : La salinité

Introduction

La salinité, caractéristique naturelle, définit par l'accumulation des sels solubles dans le sol ou les eaux. Elle provoque, par conséquent, au-delà d'une certaine concentration, la dégradation des sols réduisant ainsi leurs rendements.

La salinité constitue l'un des facteurs abiotiques les plus répandus au niveau de la planète et qui limite fortement les rendements agricoles, notamment dans les régions arides et semi-arides, où les précipitations sont limitées et ne sont pas suffisantes pour transporter les sels du profil racinaire des plantes (Schulze et *al.,* 2005 ; Khales et Baaziz ,2006).

Selon Hamdy (2004), les sols salés présentent des concentrations excessives en sels solubles principalement les cations (Na^+, Ca^{++}, Mg^{++}, et K^+) et les anions (Cl^-, So_4^{--}, Co_3^{--}, HCO_3^{--}). La concentration en sels est estimée en mg/l, ou par la conductivité électrique de l'extrait de pate saturé à 25°C et exprimée en dS/m. Un sol est salin si sa conductivité est supérieure à 4dS/m (Calvet, 2003). Cette valeur constitue le seuil de sensibilité de la majorité des cultures à la salinité des sols (Chinnusamy et *al*., 2005).

Alors que, la salinisation est, particulièrement, causée par l'activité de l'homme. La salinisation des sols est le processus d'accumulation des sels à la surface du sol et plus particulièrement dans la zone racinaire, elle se solde par des effets nocifs sur les végétaux et le sol (Mermoud, 2006).

II.I. Répartition des sols salés

II.1.1. Dans le monde

La plupart des grands systèmes d'irrigation à travers le monde sont concernés par le problème de salinité et ce sous l'effet conjugué d'une mauvaise qualité des eaux d'irrigation, de l'aridité et du drainage insuffisant des sols (Marlet et *al*., 2005). A l'échelle mondiale, les sols salés occupent des surfaces étendues et constituent un grand problème pour l'agriculture. La surface affectée par la salinité dans le monde est évaluée à 954,8 millions d'hectare (Tab.1), soit 23% des terres cultivées (FAO, 2008).

Tableau 1 : Superficies affectées par la salinité dans le monde (FAO, 2008)

Régions	**Superficies (millions d'hectares)**
Afrique	80,5
Europe	50,8
Amérique du Nord	15,7
Amérique du Sud	129,2
Australie	357,3
Mexique et Amérique centre	2
Asie du Sud Est	20
Asie du centre et du Nord	211,7
Asie du Sud	87,6

II.1.2. En Algérie

Selon Drevon et *al*. (2001), de nombreuses zones arides et semi arides du bassin méditerranéen rencontrent un problème de salinité. En Algérie, une grande partie des régions agricoles caractérisées par un climat aride et semi-aride, représentées par 3,2 millions d'hectares sont menacées par le processus de salinité (Belkhodja et Bidai, 2004).

Eviron 20% des sols irrigués en Algérie sont touchés par le problème de salinité (Douaoui et Hartani, 2007). Ce problème est très répondu dans les basses pleines d'Oranie, dans la vallée de Mina près de Relizane, sur les hautes plaines au Sud de Sétif et de Constantine, aux bords de certains Chotts comme Chott Melghir. Ils ont aussi une grande extension dans les régions sahariennes au Sud de Biskra jusqu'à Touggourt, Ouargla et d'autres (Durand, 1983).

II.2. Effets de la salinité sur le sol et sur la plante

II.2.1. Sur le sol

La salinité cause de sérieux problèmes sur les propriétés physiques, chimiques et biologiques des sols:

II.2.1.1. Effets sur les propriétés physiques

C'est par leurs cations que les sels solubles affectent les propriétés physiques du sol. Il s'agit essentiellement de l'ion sodium. L'action défavorable de cet ion à l'état échangeable se traduit par la dispersion des colloïdes du sol et par conséquence:

- Réduction de la perméabilité;
- Mauvaise stabilité structurale;

- Faible disponibilité de l'eau à la plante (Duchaufour, 1977).

II.2.1.2. Effets sur les propriétés chimiques

D'après Oustani (2006), l'excès de sels présente un effet sur les propriétés chimiques, notamment sur le pH et le taux de sodium échangeable (ESP).

- **pH :** la réaction du sol est influencée par la nature des sels. Alors que certains sels sont acidifiants ($CaSO_4$, KCL, $MgSO_4$), d'autres sont alcalinisant ($NaHCO_3$, $CaCO_3$, $NaCO_3$).
- **ESP:** le taux de sodium échangeable à une grande importance dans les sols alcalins, vu que ces derniers retiennent de faible concentration en sels solubles et la grande quantité de sodium se trouve sous la forme échangeable. Tandis que dans le cas des sols salés, la grande partie du sodium se trouve dans la solution du sol.

II.2.1.3. Effets sur les propriétés biologiques

L'excès de sels a aussi un effet sur les propriétés biologiques des sols ceci se traduit par une diminution du nombre de microorganismes et de leurs activités (Albouchir, 2001). Les sels forment une couche imperméable en surface des sols empêchant toute activité biologique dans le sol (Halfaoui, 1988).

II.2.2. Sur la plante

Le milieu salin provoque de nombreux effets négatifs sur le comportement physiologique de la plante, ce qui est dû au faible potentiel osmotique de la solution du sol (stress osmotique), aux effets des ions spécifiques (stress salin), à un déséquilibre nutritionnel ou à une combinaison de ces facteurs (Kausar et *al*., 2014). Tous ces facteurs affectent la germination des graines, la croissance des plantes ainsi que leur développement et réduisent par conséquent la production des cultures (Rasool et *al*., 2013).

II.2.2.1. Effet de la salinité sur la germination et la levée

Selon Abdelly (2005), la plupart des plantes sont plus sensibles à la salinité durant leurs phases de germination et de levée dont l'effet nocif est de nature osmotique ou bien toxique.

La salinité des sols constitue un facteur limitant dans l'agriculture, car elle inhibe la germination et le développement de la plante. La présence de NaCl dans la solution nutritive avec une concentration élevée, freine la germination (Saeed et *al*., 2014). Selon les mêmes auteurs, la présence de chlorure de sodium entraîne une augmentation de la durée du processus de la germination et retarde par conséquent la levée, car, les stress salin et osmotique sont responsables à la fois de l'inhibition ou d'un retard de germination et de la levée des graines.

Il a été démontré que la salinité inhibe la germination par son effet osmotique où elle affecte tous les processus de germination suite à la baisse du potentiel hydrique autour des graines, ce qui rend l'eau inaccessible à cette dernière pour la réhydratation et la reprise de la vie active de l'embryon (Maas et Poss, 1989).

La réduction du potentiel osmotique de la solution du sol empêche l'imbibition de la graine suite à une diminution des activités enzymatiques et une forte absorption de Na^+ par rapport au K^+, ce qui conduit à une toxicité embryonnaire et un retard dans les processus métaboliques (Adel et Bader, 2002).

Mauromicale et Licandro (2002), ont montré que plus de 50% de graines d'artichauts irriguées avec des solutions salines sont mortes 4 à 5 jours après l'émergence de la radicule. Même chez les halophytes la germination est affectée par la salinité ; elle empêche l'absorption d'eau (effet osmotique), dans certains cas, c'est du à un effet ionique (Duan et *al*., 2004).

Selon Zapata et *al*. (2004), la germination de la tomate est inhibée par des concentrations de 150mM de NaCl, en revanche, chez les graines d'*Atriplex ssp.* ces concentrations n'entraînent qu'un simple retard de germination.

II.2.2.2. Effet de la salinité sur la croissance et le développement

La salinité est une contrainte majeure qui affecte la croissance et le développement des plantes (Bouaouina et *al*, 2000). La salinité des sols et des eaux demeure, pour les régions arides et semi arides, un obstacle majeur à la croissance des végétaux.

La salinité affecte les plantes physiologiquement, leurs réponses varient considérablement selon l'espèce, le stade de croissance, et les conditions climatiques de la culture (Ashraf et *al*., 2008).

L'inhibition de la croissance est d'après Munns et *al*. (2006) due à deux raisons, tout d'abord, à la présence de sel dans la solution du sol qui réduit la capacité de la plante à absorber l'eau, et cela conduit à une croissance plus lente, par un effet osmotique ou un déficit hydrique. Et à des quantités excessives de sel dans le flux de transpiration qui endommagent les cellules foliaires responsables de la transpiration qui réduit encore la croissance. Cette inhibition de la croissance des plantes se fait selon trois manières principales : une toxicité ionique (notamment le Na^+ et le Cl^-), un stress osmotique et une perturbation nutritionnelle (Gama et *al*., 2007).

Les effets de la salinité se manifestent principalement par une diminution de la croissance de l'appareil végétatif, caractérisée par la faible ramification, le faible diamètre des organes, le nombre réduit des nœuds et les réductions du nombre de feuilles et de la longueur de la tige. Une baisse des poids de matières fraîches et sèches est aussi démontrée (Rush et Epstein, 1981).

La salinité affecte négativement le développement de la plante, notamment en réduisant la croissance de la partie aérienne chez les glycophytes. Un retard de croissance important est signalé chez la plupart des glycophytes dès 50mM dans la solution du sol (Zhang et *al*., 2011). Par contre chez les halophytes, la croissance ne semble guère diminuer que pour des concentrations beaucoup plus élevées, l'exemple d'*Atriplex halimus* L., elle diminue sa production à partir de 500mM de NaCl (Debez et *al*., 2003), et de *Cacile maritima*, la masse de la partie aérienne n'est réduite qu'à des concentrations de NaCl relativement élevées (300 à 500mM), alors qu'à 100 mM de NaCl aucun effet n'est observé (Debez et *al*., 2006).

Il s'est avéré aussi que les feuilles sont les tissus les plus sensibles de la plante à une salinité excessive, par contre la croissance des racines s'en trouve faiblement affectée (Benmahioul et *al*., 2009).

La réduction de la croissance due à la salinité est également attribuée à la toxicité d'ions et au déséquilibre nutritionnel, ce qui provoque non seulement une accumulation élevée de sodium (Na^+) et de chlorure (Cl^-) dans les plantes, mais aussi affecte l'absorption des éléments nutritifs antagonistes essentiels tels que le potassium (K^+), le calcium (Ca^{++}) et le magnésium (Mg^{++}) en concurrence avec le Na^+ et les nitrates (NO_3^-) (Zörb et *al*., 2005). Le Stress salin en plus des composants connus du stress osmotique et à la toxicité d'ions, se manifeste aussi comme un stress oxydatif (Esfandiari et *al*., 2007).

L'effet de sel chez la variété de blé (Mohamed Bel Bachir) se manifeste par une chute de la taille de la partie aérienne à 8g/l de (NaCl) et une réduction la croissance des tiges à 20% (Bennaceur et *al*., 2001).

II.2.2.3. Effet de la salinité sur la photosynthèse

Greenway et Munns (1980) suggèrent que la salinité affecte en premier lieu la croissance de la plante puis la photosynthèse, causant la réduction de la capacité photosynthétique.

D'après Alem et *al.* (2002) la salinité affecte l'activité physiologique de la feuille, et plus particulièrement la photosynthèse, qui présente la cause principale de la réduction de la productivité végétale. Selon Munns (2008), la réduction de la photosynthèse est liée à la diminution du potentiel hydrique foliaire, qui est à l'origine de la fermeture des stomates, qui cause la réduction de la conductance stomatique (Debez et *al*., 2008).

La baisse des taux de photosynthèse induite par la salinité diffère dans les différents génotypes. En général, les taux de photosynthèse et de conductance stomatique des génotypes tolérants au sel sont moins affectés par la salinité par rapport aux génotypes sensibles au sel (Lopez-Climent et *al*., 2008).

Foyer et Noctor (2005) ont montrés que la salinité limite fortement la fixation photosynthétique du CO_2 et que le taux d'absorption d'énergie lumineuse par les pigments photosynthétiques dépasse le taux de sa consommation dans les chloroplastes.

II.2.2.4. Effet de la salinité sur l'état hydrique de la plante

Le plus souvent, le stress salin est causé par de fortes concentrations de Na^+ et de Cl^- dans la solution du sol.

Le bilan hydrique de la plante affecte et cause probablement la réduction initiale de la croissance (Yeo, 1998). L'état hydrique de la feuille est perturbé par la présence de fortes concentrations de sels minéraux dans la solution nutritive, de même, les potentiels hydrique et osmotique sont abaissés (Chaves et *al*., 2009). La diminution des potentiels hydrique et osmotique en présence de sel dans le milieu de culture est observée chez diverses espèces : l'orge (Horie et *al*., 2011), le blé dur (Ouerghi et *al*., 2015) et la tomate (Rivero et *al*., 2014).

Le RWC (Relative water content/Teneur relative en eau) est largement utilisé pour évaluer l'état hydrique des plantes. En milieu salin, les plantes absorbent des quantités importantes de sodium et de chlore, mais le transport et l'accumulation de ces éléments dépend du degré de tolérance de l'espèce considérée (Munns et *al*., 2006). L'augmentation de la teneur de solutés chez les plantes traitées à la salinité provoque une sortie d'eau, un RWC faible sous l'effet de NaCl. Ceci est prouvé dans les mesures de l'état hydrique chez le blé dur où la pression de turgescence demeure inchangée par la salinité mais le RWC diminue significativement (Rampino et *al*., 2012).

II.3. Mécanismes de tolérance des plantes à la salinité

La sensibilité des végétaux à la salinité dépend de l'espèce, de la variété et du stade de développement (Daoud et Halitim, 1994). Les plantes peuvent adopter certaines stratégies pour affronter les contraintes dues au stress salin. Les plantes peuvent soit exclurent les ions toxiques des cellules ou établir un ajustement osmotique suite à la compartimentation de ces ions dans la vacuole (Chinnusamy et *al*., 2005).

Les halophytes et les glycophytes, peuvent développer plusieurs mécanismes pour assurer leur cycle de croissance et de développement sous des conditions de salinité.

II.3.1. Inclusion et compartimentation des ions

La compartimentation des ions entre les organes (parties racinaires/parties aériennes), les tissus (épiderme/mésophile), ou encore entre les compartiments cellulaires (vacuole/cytoplasme) est l'un des mécanismes d'adaptation à la contrainte saline (Ben Hassine et *al*., 2008). L'inclusion et la

compartimentation sont les stratégies les plus efficaces pour éviter la toxicité de Na^+ sur des sites métaboliques dans le cytoplasme (Ouerghi et *al*., 2000).

Les plantes halophytes ou glycophytes, ne peuvent pas tolérer des quantités élevées en sel dans le cytoplasme, et par conséquent le sel est stocké dans les vacuoles grâce à des systèmes de "pompes" moléculaires en conditions salines. Les vacuoles étant des compartiments fermés au sein de la cellule, le sel est ainsi isolé des constituants cellulaires vitaux pour faciliter les fonctions métaboliques des plantes (Zhu, 2003).

Aussi, en condition de stress salin, les plantes peuvent maintenir des concentrations élevées en K^+ et faibles en Na^+ dans le cytosol. Ce mécanisme est induit par l'action des transporteurs de K^+ et Na^+ et des pompes à proton H^+ (Silveira et *al*., 2009). Les mitochondries peuvent aussi accumuler quelques ions de Na^+ et contribuent à la compartimentation subcellulaire de Na^+ (Zhu, 2003).

La compartimentation est illustrée par les halophytes, qui détiennent des concentrations plus de 500mM de NaCl sur la base du tissu de la feuille, mais qui ne montrent aucun signe de dommages (Flowers et Colmers, 2008 ; Tavakkoli et *al*., 2011).

II.3.2. Exclusion

Le génotype résistant recèle la faculté d'exclure le sel par les feuilles (Davenport et *al*., 2005). Le site principal de la toxicité de Na^+ pour la plupart des plantes est le limbe de la feuille, où le Na^+ s'accumule après être transporté par le flux de transpiration, plutôt que dans les racines (Munns, 2002). La plante empêche le sel de remonter dans la sève jusqu'aux feuilles. La présence de l'endoderme dans les racines ainsi que le transport sélectif, leur permet d'absorber les ions nutritifs utiles et de réexcréter les ions Na^+ (Genoux et *al*., 2000).

Quelques halophytes peuvent empêcher l'absorption excessive du sel par son exclusion au niveau des racines et de la partie inférieure de la tige (Luttge et *al.,* 2002). Les halophytes utilisent le mécanisme d'exclusion des sels à partir des racines pour réguler les teneurs en sels dans les feuilles (Silveira et *al*., 2009).

La toxicité de Cl^- est plus importante que la toxicité de Na^+ pour le soja, l'avocat, et les espèces qui sont couramment cultivés sur l'exclusion de Cl^- comme les porte-greffes de la vigne et des agrumes.; cette déclaration ne signifie pas que le Cl^- est plus toxique métaboliquement que le Na^+ ; ces espèces peuvent mieux exclure le Na^+ par les feuilles que le Cl^-. Ainsi, le Na^+ peut être un soluté plus toxique que le Cl^- pour les espèces, mais puisque la plante gère mieux le transport de Na^+ que le transport de Cl^-, ce dernier devient un composant potentiellement plus toxique (Prior et *al*., 2007).

II.3.3. L'excrétion

Ce mécanisme est propre aux halophytes; il se fait par les glandes foliaires et les poils vésiculeux et permet le maintien d'une concentration constante de sel dans les cellules foliaires. Ces glandes foliaires secrètent du sel (spécialement le NaCl) à partir des feuilles et maintiennent des concentrations ioniques internes à un niveau faible (Flowers et *al*., 2010).

L'évitement permet le maintien d'un potentiel hydrique élevé dans la plante. Ceci peut être obtenu par une réduction de la transpiration qui est souvent associée à une réduction de la productivité (Yoshida et *al*., 2015). Cette diminution dans le processus de transpiration est obtenue par une fermeture des stomates qui limite l'assimilation du gaz carbonique et la photosynthèse (Kaymakanova et Stoeva, 2008).

La transpiration peut enfin être affectée par le phénomène d'enroulement foliaire induit par la perte de turgescence (Hsiao et *al*., 1984), l'enroulement foliaire, fréquent chez de nombreuses plantes cultivées (blé, sorgho…etc.) peut être considéré comme un indicateur de perte de turgescence et un caractère d'évitement de la déshydratation.

II.3.4. Ajustement osmotique

L'ajustement osmotique est généralement considéré comme un élément important dans la tolérance des plantes à la contrainte saline (Munns, 2002). Cet ajustement implique l'accumulation, au niveau cellulaire, des sucres, d'acides aminés (exemple : la proline), d'ions ou d'autres solutés non toxiques (Nouri et *al*., 2002).

II.3.4.1. Ajustement osmotique par accumulation d'ions

Les solutés les plus importants chez les halophytes pour diminuer le potentiel hydrique dans la vacuole sont le Na^+ et le Cl^-, réduisant ainsi la concentration en sels au sein du cytoplasme (Belkheiri et Mulas, 2013). L'accumulation de Na^+ et Cl^- peut aussi ajuster osmotiquement les tissus de certains glycophytes (Munns, 2005).

Les halophytes et les glycophytes tolérants qui accumulent le Na^+, présentent une réduction de leur contenu en K^+ avec une augmentation croissante de sel dans le sol ; Erik et *al*. (2005) ont montré que cette diminution semble être liée au remplacement du K^+ vacuolaire par le Na^+.

II.3.4.2. Ajustement osmotique par accumulation de solutés organiques

Les halophytes accumulent divers composés non toxiques à des concentrations suffisantes pour réaliser un équilibre osmotique et ionique au sein de la cellule, on trouve essentiellement des acides organiques des composés azotés et des sucres (Di Martino et *al*., 2003) dans des conditions de déshydratation (Bray et *al*., 2000).

Les solutés ou les osmolytes incluent les polyols, la proline, la glycine bétaine (Hasegawa et *al.*, 2000) et les sucres solubles comme les sucres simples (glucose, fructose...), les sucres alcool (glycérol et inositol) et les sucres complexes (tréhalose, raffinose et fructane) ont été identifiés comme des composés impliqués dans l'ajustement osmotique (Yokoi et *al.*, 2002).

Chapitre III
Céréales

Chapitre III : Les céréales

Introduction

Les céréales représentent l'ensemble des plantes cultivées en vue de l'obtention de graines à albumen (Belaid, 1986), telles que le blé, l'orge, l'avoine et le seigle. Ce sont des monocotylédones (plantules à un seul cotylédon) ; elles appartiennent à la grande famille des *poaceae*, généralement classées en différents genres ; *Triticum* (Blé), *Hordeum* (Orge), *Avenae* (Avoine) et *Secale* (Seigle) (Alais et *al*.,2003).

Dans ce chapitre, deux principales céréales sont présentées : le blé dur (*Triticum durum* Desf.) et l'orge (*Hordeum vulgare* L.).

III.1. Le blé dur

III.1.1. Généralités

Le blé dur est une plante annuelle de la classe des monocotylédones, appartenant à la famille des graminées (*Gramineae = Poaceae*), au genre *Triticum* et à l'espèce *T. durum* Desfontaines (Mac Key, 2005). Il fait partie du groupe des tétraploïdes (2n=28) (Boulal et *al.,* 2007). Le blé dur possède les génomes : A issu de *T. monococcum* et B provenant de *Aegilops speltoïdes* (Huang et *al*., 2002).

III.1.2. Biologie et cycle de développement

III.1.2.1. Caractères morphologiques

III.1.2.1.1. Structure du grain de blé dur

Sur le plan botanique, le blé est un fruit sec et indéhiscent contenant la graine, appelé «caryopse» (Zeitoun, 2011). Il est constitué de 3 grandes parties: les enveloppes, le germe, et l'albumen (Fig.1):

Les enveloppes et la couche à aleurone

Les enveloppes sont constituées de quatre tissus : le péricarpe externe, le péricarpe interne, la testa et la couche nucellaire ou bande hyaline (qui correspond à l'épiderme du nucelle). Ces tissus sont constitués d'un ensemble d'enveloppes qui protègent la graine et représentent 13 à 16% du poids total du grain (Pomeranz, 1987).

Le péricarpe externe est constitué de deux tissus composés de cellules mortes ; l'épiderme et l'hypoderme. L'épiderme est constitué de cellules allongées ; l'hypoderme possède la même structure que l'épiderme et lui est fortement adhérent (Surget et Barron, 2005). Le péricarpe interne correspond à l'endocarpe et au mésocarpe, respectivement constitués de cellules tubulaires et de cellules croisées. Les péricarpes ont un rôle de protection mécanique et de résistance aux agents pathogènes et un rôle physiologique dans le contrôle de la maturation et de la germination du grain, en agissant comme une barrière à la circulation de l'eau, des nutriments et des gaz (Piot et *al.,* 2000).

Le germe

Le germe provient de la fusion des gamètes mâles et femelles. Il est constitué d'une part, de l'axe embryonnaire qui donnera la tigelle, le mésocotyle et la radicule et d'autre part du scutellum qui donnera le cotylédon (Surget et Barron, 2005).

L'albumen

L'albumen constitue le plus important compartiment du grain et représente environ 80% de son poids (Pomeranz, 1988). Il est composé de trois types de cellules parenchymateuses de tailles variables. Ce dernier est composé de cellules contenant des granules d'amidon enchâssées dans une matrice protéique viscoélastique: le gluten. L'ensemble est recouvert par une enveloppe de structure pluri-lamellaire composée d'une grande diversité de tissus spécialisés (Marechal, 2001).

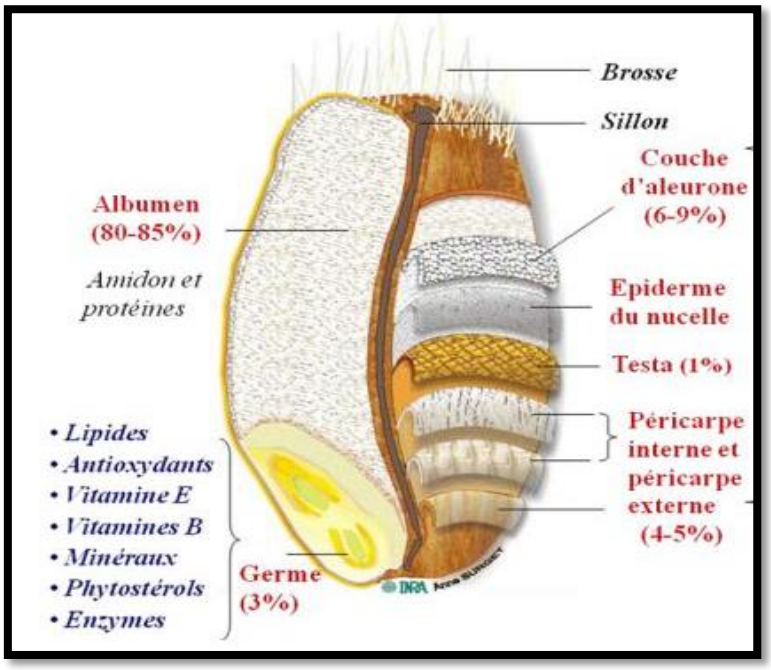

Figure 1: Structure du grain de blé (Poutanen et Gleizes, 2009).

III.1.2.1.2. Appareil végétatif

L'appareil végétatif comprend l'appareil aérien et l'appareil racinaire (Gate et Giban, 2003) :

Le système aérien est formé d'un certain nombre d'unité biologiques, les talles, les feuilles et les gaines. Le talle est formé d'une tige feuillée ou chaume portant à son extrémité une inflorescence (Clarke et *al.,* 2002). Le premier talle apparu est appelé maître-brin. Il se forme à partir de bourgeons axillaires aux nœuds à la base de la tige principale (Bozzini, 1988). Les feuilles sont simples, allongées, alternées et à nervures parallèles alternes ou distiques (disposées sur deux rangs le long de la tige). Au point d'attache de la gaine de la feuille se trouve une membrane mince et transparente (Ligule) comportant deux petits appendices latéraux (Oreillettes).

Le système racinaire est composé de deux systèmes radiculaires successifs.

- **Le système séminal** (racines primaires), seul fonctionnel de la levée au début du tallage. Ces racines sont d'origine embryonnaire. Ce système est constitué d'une racine principale et deux paires de racines latérales, soit cinq racines ; éventuellement une sixième racine qui peut se développer. Les racines de ce système sont au nombre de six, rarement sept (Hazmoune, 2006).
- **Le système adventif** (racines secondaires), c'est un système de racines coronaires ou système de racines de tallage. Il se forme dès le tallage et se substitue parallèlement au système séminal. Il est de type fasciculé bien que moins puissant (Soltner, 2005). Les racines adventives se forment plus tard à partir des nœuds à la base de la plante et constituent le système racinaire permanent (Clarke et *al.*, 2002).

III.1.2.1.3. Appareil reproducteur

L'inflorescence du blé est un épi. Ce dernier est constitué d'unités de base, les épillets. L'épillet est une petite grappe de un à cinq fleurs enveloppées chacune par deux glumelles (inférieure et extérieure). La grappe est incluse entre deux bractées ou glumes, les fleurs sont attachées sur le rachis et sont autogames (Soltner, 2005).

III.1.2.2. Cycle de développement

Le cycle de développement du blé comprend trois principales phases : végétative, reproductrice et maturation (Fig.2).

a. La période végétative

Elle s'étend de la germination au tallage. La germination est l'ensemble des phénomènes par lesquels la plantule, en vie ralentie dans la graine mure, commence une vie active et se développe grâce aux réserves contenues dans cette dernière (Mazoyer, 2002).

Elle débute lorsque la gaine commence à absorber de l'eau (Bill, 2007) et elle se traduit par la sortie des racines séminales et par la croissance du coléoptile (Boulal et *al.*, 2007).

La levée est notée quand 50% de plantules sont sorties du sol. Pendant cette phase, les jeunes plantes sont sensibles au manque d'eau qui provoque une diminution du nombre (Karou et *al.*, 1998).

Le tallage comporte 03 principaux stades : début, plein et fin tallage. Cette phase s'amorce à partir de la quatrième feuille et elle se caractérise par l'entrée en croissance des bourgeons différenciés à l'aisselle de la première feuille, dont le bourgeon donnera le maître-brin (Soltner, 2005). Le fin tallage est celle de la fin de la période végétative (Gate, 1995).

b. La période reproductrice

La phase ébauche d'épillets

Selon Boufenar-Zaghouane et Zaghouane (2006), le début de cette phase est marqué par une différenciation de l'ébauche d'épillet sur l'apex et par une transformation du bourgeon végétatif en bourgeon floral. La fin de ce stade est repérée par l'apparition de deux renflements latéraux qui apparaissent sur l'épillet, ce sont les ébauches des glumes (Boulal et *al.,* 2007).

Montaison-gonflement

Selon Baldy (1984), la montaison constitue la phase la plus critique du développement du blé. Cette phase s'achève une fois l'épi prend sa forme définitive à l'intérieur de la gaine de la feuille étendard qui gonfle (stade gonflement).

Epiaison-floraison (anthèse)

L'épiaison se détermine par l'apparition de l'épi hors de la gaine de la dernière feuille. Les épis dégainés fleurissent généralement entre 4 à 8 jours après l'épiaison (Bahlouli et *al.*, 2005).

La précocité de la floraison est un facteur très important dans les environnements où les facteurs limitants hydriques et thermiques sont souvent une contrainte pendant la période de remplissage des grains (Barbotin, 2004).

c. La période de maturation

Au cours de cette dernière période, l'embryon se développe et l'albumen se charge de substances de réserves. Mazouz (2006) a mentionné que cette phase se compose de trois étapes successives :

La première étape est définit comme une phase de multiplication des cellules du jeune grain encore vert, elle se termine par le stade laiteux (le grain s'écrase facilement en laissant apparaitre un liquide blanchâtre).

La seconde étape concerne l'accumulation des assimilats, le poids frais des graines continus à augmenter alors que celui des tiges et des feuilles diminue et se termine par le stade pâteux où le grain s'écrase en formant une pâte.

La dernière période est qualifiée de phase de dessiccation, le grain devient dur et de couleur jaunâtre. C'est le stade de la maturation physiologique (Boufenar-Zaghouane et Zaghouane, 2006). La période s'achève par la phase de dessèchement du grain qui perd son humidité pour atteindre son poids sec final (Wardlaw, 2002).

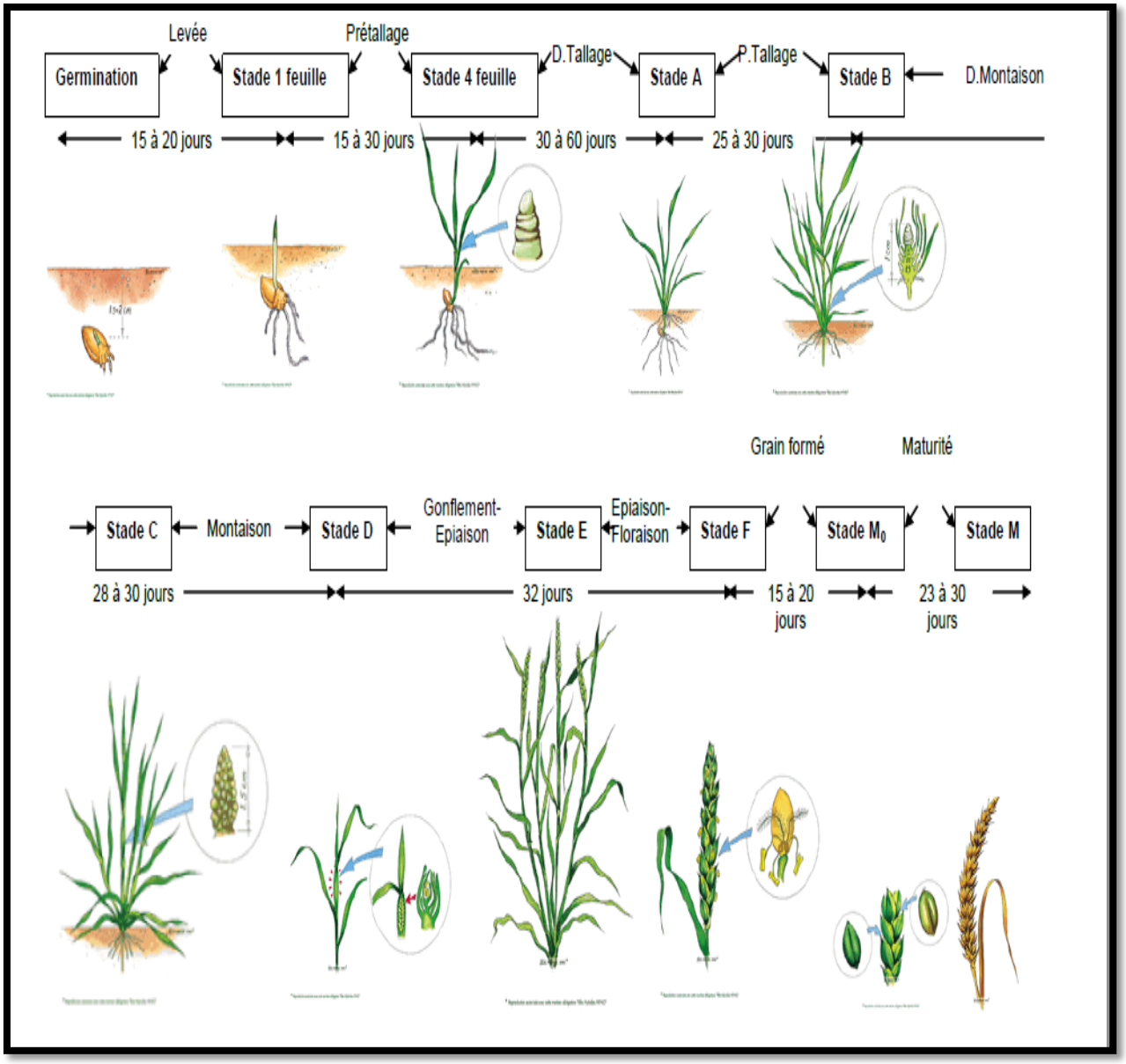

Figure 2 : Différents stades de développement du blé (Soltner, 2005).

III.2. L'orge

III.2.1. Généralités

L'orge est une plante annuelle monocotylédone appartenant à la famille des *Poaceae*, au genre *Hordeum* et à l'espèce *H. Vulgare* (Boulal et *al*., 2007). C'est une espèce diploïde avec un nombre réduit de chromosomes (2n = HH = 14) et autogame (Kunzel et *al*., 2000). Lorsque les trois épillets d'un même étage florifère sont fertiles, l'orge est dite à 6 rangs et lorsque seuls deux épillets centraux sont fertiles, l'orge est désigné de 2 rangs (Simon et *al.*, 1989 ; Soltner, 2005).

III.2.2. Biologie et cycle de développement

III.2.2.1. Caractères morphologiques

III.2.2.1.1. Structure du grain d'orge

Le fruit des graminées est un caryopse où le grain est soudé aux parois de l'ovaire, c'est un fruit sec indéhiscent. Chez l'orge le grain est vêtu; le péricarpe du grain se soude aux glumelles (Belaid, 1996 ; Hariri, 2003). La composition du grain d'orge diffère assez peu de celle du blé ; sa teneur en cellulose est un peu plus élevée, en raison de l'existence des glumelles (Guiga, 2006).

III.2.2.1.2. L'appareil végétatif

L'orge est une plante herbacée de petite taille, elle se développe en produisant un certain nombre d'unités :

Le système racinaire : Il est de type fasciculé, composé de deux systèmes qui se forment au cours du développement.

- **Un système séminal**, fonctionnel seul de la levée au début du tallage. Les racines de ce système sont au nombre de six, rarement sept (Hazmoune, 2006).
- **Un système adventif ou coronal**, apparaissant au moment où la plante émet ses talles. Ce système se substitue progressivement au précédent durant l'avancement du cycle biologique des céréales à paille. Il est de type fasciculé (Soltner, 2005).

Le système aérien

a. La tige, sur la partie aérienne des céréales, on distingue une tige principale « le maître-brin » et des tiges secondaires « les talles » qui naissent à la base de la plante (Gomez- Macpherson, 2001). Quant aux entre-noeuds et selon Belaid (1996), ils sont creux chez les blés tendres, l'orge et l'avoine, et pleines chez les blés durs.

L'orge est caractérisée par un fort tallage supérieur à celui du blé et un chaume plus faible, susceptible à la verse par rapport à celui du blé (Boulal et *al*., 2007).

b. Les feuilles, sont à nervures parallèles et formées de deux parties : la partie inférieure entourant la jeune pousse ou la tige : c'est la gaine, la partie supérieure en forme de lame : c'est le limbe qui possède à sa base deux prolongements arqués glabre, embrassant plus ou moins complètement la tige ; les oreillettes ou stipules. A la soudure du limbe et de la gaine se trouve une membrane non vasculaire entourant, en partie, le chaume : la ligule qui est bien développée (Gomez-Macpherson, 2001).

III.2.2.1.3. L'appareil reproducteur

L'orge est autogame. Son inflorescence est un épi composé d'unités morphologiques de base : les épillets « groupes de fleurs » enveloppées de leurs glumelles et incluses dans deux bractées ; les glumes (Belaid, 1996 ; Gomez- Macpherson, 2001).

III.2.2.2. Le cycle de développement

L'orge (*Hordeum vulgare* L.) est une plante annuelle herbacée, effectuant son cycle évolutif en trois grandes périodes (période végétative, période reproductrice et période de maturation). Les mécanismes végétatifs et reproducteurs de blé dur et d'orge, de la germination à la maturation du grain, sont identiques (Soltner, 2005).

Les différences les plus marquées concernent l'orge :

- Une organisation plus forte au tallage avec une paille souvent plus fragile ;
- Un cycle semis-maturité souvent plus court ;
- Une capacité de survie au froid n'atteignant généralement pas celle des blés (Gallais et Bannerot, 1992).

a. La période végétative

S'étend de la germination au tallage. Cette période, elle-même est subdivisée en trois stades principaux :

Phase semis-levée

Elle débute par le passage du grain de l'état de vie ralentie à l'état de vie active au cours de la germination qui se traduit par l'émergence de la radicule et des racines séminales et celle de la coléoptile. Dès que la première feuille a percé la coléoptile, ce dernier s'arrête de croître et se dessèche (Boufenar-Zaghouane et Zaghouane, 2006). La réalisation de cette phase dépend des facteurs propres à la semence (faculté et énergie germinatives) et dse facteurs extérieurs (température et humidité du sol).

Phase levée-début tallage

La première feuille fonctionnelle s'allonge, puis la deuxième, jusqu'à la quatrième toutes en position alterne. Celles-ci, imbriquées les unes contre les autres, partant toutes une zone proche de la surface du sol appelée plateau de tallage, constituée par l'empilement d'un certain nombre d'entre-noeuds et reliées à la semence par le rhizome (Giban et *al*., 2003).

Phase début tallage- début montaison

Elle se caractérise par l'entrée en croissance des bourgeons différenciés à l'aisselle de la première feuille, dont le bourgeon donnera le maître brin. Le nombre de talles émises par plante est en fonction de l'espèce, de la variété, du climat, de l'alimentation de la plante en azote et de la profondeur de semis (Hadria, 2006).

b. La période reproductrice

Selon Boufenar-Zaghouane et Zaghouane (2006), le début de cette phase est marqué par une différenciation de l'ébauche d'épillet sur l'apex (stade A), ce stade marque la transformation du bourgeon végétatif en bourgeon floral. Le stade B est repéré par l'apparition de deux renflements latéraux qui apparaissent sur l'épillet, ce sont les ébauches des glumes. Dès le début de la montaison, les pièces florales se différencient : glumelles (inférieure et supérieure), organes sexuels (étamines et stigmate); et en parallèle, la tige et l'inflorescence s'allongent. Les apex des talles différencient des ébauches d'épillets puis des pièces florales et montent : c'est le tallage épi. 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 sort de la gaine de la dernière feuille : c'est le stade épiaison. La fécondation et l'anthèse suivent de quelques jours l'épiaison.

c. La période de maturation

Au cours de cette dernière période, l'embryon se développe et l'albumen se charge de substances de réserves, entrainant une augmentation du volume et du poids des grains. La phase se termine par le stade laiteux (le grain s'écrase facilement en laissant apparaître un liquide blanchâtre). 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. C'est le stade de la maturation physiologique (Boufenar-Zaghouane et Zaghouane, 2006).

III.3. Exemples de tolérance des plantes à la salinité

Les plantes diffèrent grandement dans leur tolérance à la salinité. La variation de la tolérance à la salinité des espèces dicotylédones est encore plus grande que celle des espèces monocotylédones.

D'après Munns et *al.* (2006), la tolérance des céréales à la salinité dépend de la variabilité génétique. L'effet toxique des sels est moins prononcé chez le blé tendre que chez le blé dur. Ce caractère lui est conféré grâce à la présence du Kna1, un gène responsable à l'exclusion du sodium. En outre l'orge, arrive à croitre normalement dans des conditions considérées comme limitantes. En effet, en plus de l'exclusion de sodium, la plante d'orge utilise un autre mécanisme de tolérance à la salinité qui est l'emprisonnement des sels, dans un compartiment bien spécifique, dans la feuille. Ceci non seulement lui épargne leurs effets toxiques mais aussi contrebalance la pression osmotique du sol (Munns, 2008).

Les espèces tolérantes et en particulier les halophytes accumulent des quantités importantes de sodium dans la partie aérienne, alors que les racines sont moins riches en sodium que les feuilles (Flowers et Colmers, 2008), on citant l'exemple de *Beta vulgaris* (Turan et *al*., 2009), de l'*Atriplex halimus* (Silveira et *al*., 2009) et de *Crithmum maritimum* L. (Atia et *al*., 2011). Beaucoup d'halophytes dicotylédones nécessitent une concentration assez élevée de NaCl (100 à 200mM) pour une croissance optimale (Flowers et *al*., 2010). Alors que chez les glycophytes, comme le haricot, l'abricotier et l'avocatier, il y a une limitation de la migration du sodium vers les feuilles d'où des difficultés d'ajustement osmotique en milieu riche en sels et des troubles d'alimentation au niveau des racines (Ashraf, 2004).

Presque la totalité de l'abaissement du potentiel osmotique est due à l'absorption du Na^+ et du Cl^- chez les halophytes et les glycophytes (Hanana et *al*., 2011). La plupart des plantes exclues le Na^+ et le Cl^- par les racines tandis que l'eau est captée par le sol (Munns, 2005). Les halophytes, représentent la flore naturelle des sols très salins, sont capables de maintenir cette exclusion à des salinités plus élevées que les glycophytes. Par exemple, l'espèce *Hordeum marinum*, exclut à la fois le Na^+ et le Cl^- au moins jusqu'à 450mM de NaCl (Garthwaite et *al*., 2005).

Parce que la salinité est une caractéristique commune des régions arides et semi-arides, qu'il n'est pas étonnant que les plantes développent des mécanismes pour tolérer le faible potentiel d'eau des sols causé par la salinité et la sécheresse, ainsi la tolérance au stress osmotique est une caractéristique majeure des glycophytes et des halophytes.

Etude expérimentale

Chapitre I
Matériels et méthodes

Expérimentation 01 : Isolement et identification des champignons endophytes

I.1. Conduite de l'essai

Cette étude avait pour objectif d'isoler et d'identifier les champignons endophytes hébergeant les plantes spontanées poussant en milieux salés. Les champignons endophytes, isolés à partir des racines des espèces collectées, ont été identifiés par les différentes méthodes recommandées ; morphologiques : macro et microscopiques et moléculaire suite à un séquençage des régions ITS et 18S de l'ADN_r fongique.

Les différents travaux ont été réalisés au niveau des laboratoires de protection des végétaux, Université Abdelhamid Ibn Badis de Mostaganem et de génétique moléculaire de la faculté d'Agronomie de l'Université Ain Shams, Le Caire, Egypte.

I.2. Site d'échantillonnage

La zone d'échantillonnage est située à Relizane (Fig.3), Ouest algérien (Lat. 35°47'46"N, Long. 0°33'11", Alt. 50m). Celle-ci est formée de trois parcelles à différents degrés de salinité (Parcelle 1: salinité < 4dS/m ; Parcelle 2: salinité de 4 à 8dS/m ; Parcelle 3: salinité de 8 à 16dS/m), à partir desquelles la collecte des espèces végétales spontanées a été effectuée (Fig. 4).

Figure 3: Localisation géographique de la zone d'étude (Google Earth, 2017).

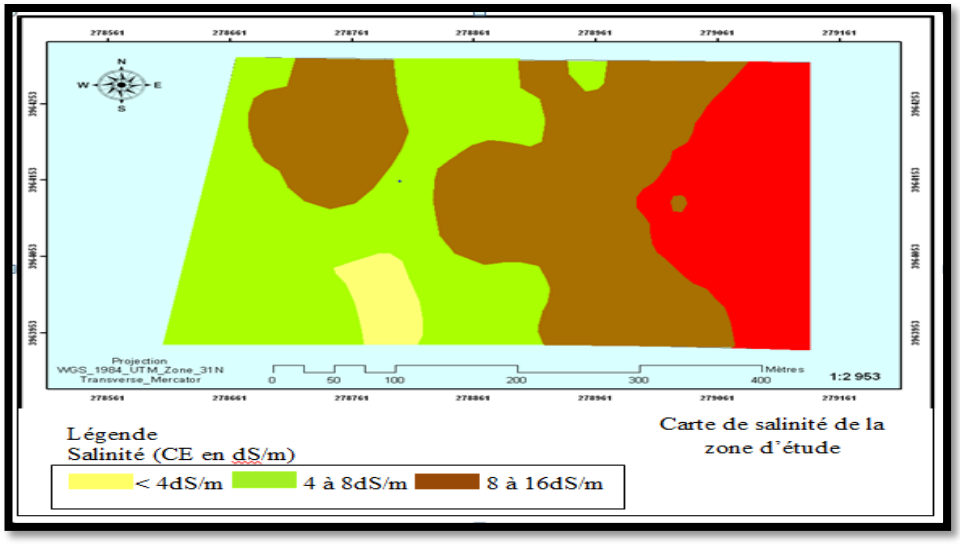

Figure 4: Carte de salinité de la zone d'étude (INSID, 2008).

I.3. Matériel végétal

Afin d'assurer un bon isolement des champignons endophytes, le choix des espèces végétales spontanées a été porté exclusivement sur des plantes fraiches (Devaraju et Satish, 2010), saines et matures. Après prélèvement, les échantillons sélectionnés ont été mis dans des sacs en plastiques stériles et transportés immédiatement au laboratoire (Khan et *al.*, 2007).

I.4. Méthodes

I.4.1. Choix et traitement des racines

Une partie de la zone pilifère a été prélevée et découpée en petit fragments (5mm). Les fragments ont été stérilisés superficiellement suivant la méthode de Larran et *al.* (2007). Elles ont été traitées en série par : l'eau de robinet pour 10min, l'eau de javel (NaOCl) : (l'hypochlorite de sodium 5%) pendant 3min et rincées à l'eau distillée stérile trois fois pendant 1min chacune, dans le but d'éliminer les traces du désinfectant (Rubini et *al.*, 2005) et enfin séchées sur du papier filtre stérile.

I.4.2. Isolement, purification et conservation des champignons endophytes

L'isolement a été effectué selon la méthode de fragment de racines de petites tailles décrite par Huang et *al.* (2007).

Les fragments ont été placés aseptiquement dans des boites de Pétri (90mm de diamètre) contenant un milieu de culture standard PDA préalablement passé à l'autoclave à 121° C pendant 15min et supplémenté aseptiquement avec 15ml/l d'amoxilline (0,1g d'amoxilline/100ml d'eau distillée) pour inhiber la croissance bactérienne, à raison de 3 racines/boite/espèce répétée 3 fois. Une fois ensemencées, les cultures ont été incubées à l'obscurité dans une étuve à 24° C, pendant 7 jours

où un contrôle quotidien a été effectué afin de suivre le développement des colonies résultants. Les colonies développées ont été observées, transplantées et au besoin purifiées.

Chaque champignon développé sur les fragments des racines a été isolé, purifié par des repiquages successifs pour l'identification et conservé sur du PDA en culot à 4° C. Un repiquage tous les 2 mois est nécessaire (Pimentel et *al.*, 2006). Le pourcentage de colonisation a été calculé en utilisant la formule suivante :

$$PC = Nc/Nt \times 100$$

Le nombre de segments colonisés (Nc) par des endophytes/nombre total des segments (Nt) x 100 (Pimentel et *al.*, 2006).

I.4.3. Identification des isolats fongiques endophytes

Les champignons endophytes isolés ont été identifiés par des méthodes morphologiques et moléculaires.

I.4.3.1. Identification morphologique

Identification macroscopique

L'identification a été faite à l'œil nu, en se basant essentiellement sur les caractéristiques des cultures telles que l'aspect général de la surface de la colonie, sa texture et sa pigmentation (Suryanarayanan et *al.*, 2003).

Identification microscopique

Elle a été effectuée suite à une observation moyennant un microscope optique (Bently, Labscope, LW Scientifique 200), en tenant compte des caractères morphologiques des hyphes : cloisonnement, coloration et des formes reproductrices : fructifications, formes et couleurs des spores (Kim et Baek, 2011), et en se référant également à la clé d'identification de Barnett et Hunter (1998).

La sporulation facilite l'identification des champignons endophytes. En cas d'absence de sporulation, les caractéristiques des cultures telles l'aspect général de la surface de la colonie, la texture et la pigmentation des hyphes ont été prises en considération.

I.4.3.2. Identification moléculaire

Extraction de l'ADN fongique

L'extraction de l'AND du mycélium des souches isolées a été effectuée selon la méthode développée par Moller et *al.* (1992). Un fragment mycélien (2-3mm) a été récupéré aseptiquement et broyé dans des tubes Eppendorf de 2ml, contenant 500µl de tampon de lyse CTAB à 2% (20mM EDTA, 0,1M Tris-HCL pH 8, 1,4M NaCl, 2% CTAB et 0,1% β-mercaptoethanol) et 20µl de solution de Protéinase K. Le mélange a été incubé à 56° C, puis centrifugé pendant 3min à 12000 rpm. Un volume égal d'alcool chloroforme-isoamyl (4:1) a été ajouté au surnageant. Après homogénéisation

du mélange et centrifugation à 12000 rpm pendant 5min, le surnageant a été récupéré dans un nouveau Eppendorf stérile avec 1ml d'Ethanol absolu (-20° C). Les échantillons ont été maintenus à -80° C pendant une heure puis centrifugés à 4° C pendant 10 minutes. Après récupération de la phase supérieure, le culot contenant l'ADN a été lavé avec 1ml d'Ethanol 70% à froid (-20° C) et centrifugé à 4° C pendant 10min. Le surnageant jeté et le culot a été remis en suspension dans 50µl de tampon TE et conservé à -20° C. La qualité de l'ADN a été évaluée par électrophorèse sur gel d'agarose à 1%.

Amplification de l'ADN par réaction de polymérisation en chaine (PCR)

Les amorces universelles ITS1/ITS2 et NS1/NS7 (Annexe 1) ont été utilisées pour effectuer l'amplification par PCR de la région ITS (Internal Transcribed Spacer) et du gène 18S de l'ADN_r fongique, respectivement. La réaction d'amplification a été réalisée dans un volume réactionnel de 50µl contenant 25µl de Taq DNA polymerase 2X, 1µl (10mM) d'amorce en avant (ITS1/NS1), 1µl d'amorce en inverse (ITS2/NS7) et 22µl H_2O. Un µl d'ADN (50-100ng) a été ajouté, en dernier, au mélange réactionnel. L'amplification a été contrôlée sur gel d'agarose 1,8%.

Les produits de PCR (Polymerase chain reaction) ont été purifiés en utilisant le kit de purification des fragments d'ADN (DNA fragment purification kit). Le séquençage a été réalisé dans les deux directions (en avant et en inverse) par Macrogen (Holland).

Analyse des séquences

Les champignons ont été identifiés par une analyse de similarité en utilisant l'outil BLAST (www.ncbi.nlm.nih.gov/BLAST) (Altschul et *al*., 1997), pour comparer les données des séquences ITS et 18S à celles déposées dans la base de données des séquences génétiques (NCBI GenBank). Les alignements des séquences ont été effectués en utilisant le programme de BioEdit Sequence Alignment Editor v.7.2.3 (Hall, 1999). Les analyses phylogénétiques ont été effectuées par la méthode NJ (The neighbor-joining) et le test bootstrap (Kumar et *al*., 2004).

Expérimentation 02 : Effets des champignons endophytes sur la réponse de blé dur et de l'orge sous stress salin, au stade germination

II.1. Conduite de l'essai

Cet essai a été conduit afin d'évaluer l'impact de l'infection induite par les champignons endophytes, sur la tolérance au stress salin de deux espèces de céréales : blé dur (*Triticum durum Desf.*) et orge (*Hordeum Vulgare* L.), au stade germination.

L'expérimentation a été réalisée au niveau du laboratoire de protection des végétaux, unité culture *in vitro* à l'Université Abdelhamid Ibn Badis de Mostaganem.

II.2.Matériel végétal

Le matériel végétal utilisé dans cette étude a été, aimablement, fourni par l'Institut Techniques des Grandes Cultures (I.T.G.C) de Tiaret. Il s'agit de SIMENTO pour le blé dur et $SAIDA_{183}$ pour l'orge (Tab.2).

Tableau 2 : Origine des génotypes utilisés dans l'étude.

Plantes	**Génotypes**	**Origines**	**Cycle végétatif**
Blé dur	SIMETO	IEC (Italie)	Semi-précoce
Orge	$SAIDA_{183}$	Locale (Algérie)	Semi-précoce

II.3. Méthodes

II.3.1. Mise en germination des semences

Le dispositif expérimental utilisé dans cette étude est à deux facteurs étudiés en randomisation totale avec 5 répétitions pour chacun des traitements (Fig.5).

Les graines de blé dur (*Triticum durum* Desf.) et d'orge (*Hordeum Vulgare* L.) ont été, d'abord, désinfectées avec l'hypochlorite de sodium 5% pendant 10min, puis rincées soigneusement à l'eau distillée à trois (03) reprises. Laissées sécher à l'air libre pendant 30min, les graines ont été transférées dans des boites de Pétri (Ø 90mm) tapissées de deux couches de papier filtre puis mises à germer à l'obscurité pendant 4 jours, dans un phytotron (BINDER) réglé à une température de 25°C. Les graines ont subi quatre séries de traitements: le témoin (les graines ont reçu uniquement de l'eau distillée), les contrôles de traitements de stress salin (400, 600 et 800 meq/L), les graines traitées par les différents champignons endophytes préalablement identifiés (*Alternaria chlamydospora, Embellisia phragmospora, Phoma betae, Fusarium equseti, Fusarium graminearum et Chaetomium coarctatum*), et l'inoculation par les champignons sous stress salins. Les souches de champignons endophytes ont été inoculées par une solution de suspension de spores à raison de 10^7 spores/ml.

Préparation des solutions salines

La solution saline a été préparé avec du chlorure de sodium "NaCl" à trois concentrations différentes (400, 600, et 800 meq/l).

Pour préparer une concentration de 400 meq/l de NaCl :

$NaCl \longrightarrow Na^+ + Cl^-$ ⟹ 1000meq ⟶ 58,5 g de NaCl

1mol ⟶ 1mol + 1mol 400meq ⟶ X

Sachant que : **1 eq = 1000 meq**

⟹ $X = \frac{58,5X400}{1000}$ ⟹ **X = 23,4g**.

Alors, on a ajouté 23,4g de NaCl à 1 litre d'eau distillée.

La même opération a été adoptée pour les autres concentrations (600 et 800 meq/l).

Préparation de l'inoculum : Suspension de spores

Les cultures sont incubées 07 jours à l'obscurité, la suspension de spores de chaque espèce est obtenue par raclage de la surface de cultures chargée de conidies à l'aide d'une spatule métallique. La suspension résultante est filtrées sur de la mousseline pour séparer les conidies des fragments mycéliens, la solution ainsi obtenus est ajustée avec de l'eau distillée stérile.

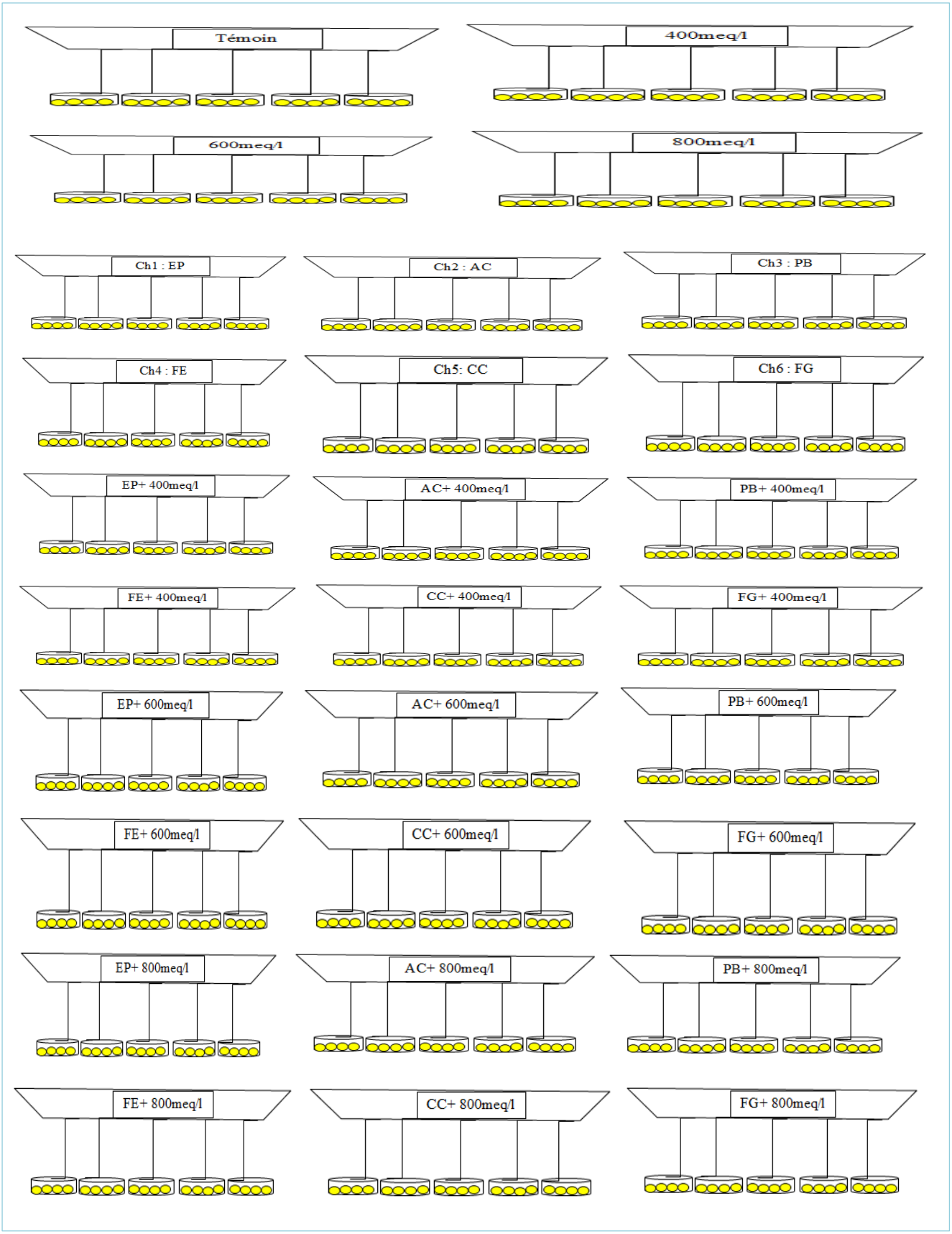

Figure 5 : Dispositif expérimental I : Germination du blé dur et de l'orge.

II.3.2. Paramètres suivis

1. Cinétique de germination

Le nombre de graines germées a été compté quotidiennement jusqu'au 4ème jour de l'expérience.

2. Taux de germination finaux

Les données ont été récapitulé après 96h de mise en germination et exprimé par le rapport : (Nombre de graines germées / Nombre total de graines)*100.

3. Longueurs des radicules des coléoptiles

Mesurées après 128h de mise en germination.

4. Nombre des racines

Comptage du nombre des racines élaborées par chaque graine après 128h de mise en germination.

II.4. Analyses statistiques

Les données des traitements ont été examinées par l'analyse de la variance (ANOVA). Les résultats sont présentés en moyennes ± écarts types. Le test de Student-Neuman-Keuls est utilisé pour comparer ces moyennes, lorsque l'ANOVA montre une signification. $P \leq 0{,}05$ indique un effet significatif.

Expérimentation 03 : Analyse des effets des champignons endophytes sur le blé dur et l'orge cultivés sur sols salés

III.1. Conduite de l'essai

Cette étude a été réalisée au niveau de la serre de la ferme expérimentale du département d'Agronomie, Université de Mostaganem, située dans la commune de Mazagran à environ 5Km au nord-ouest de la ville de Mostaganem (Lat. 35°53'33.25"N, Long. 0°05'08.32", Alt. 147m), et au laboratoire de protection des végétaux, unité culture *in vitro* (ex ITA), Université Abdelhamid Ibn Badis, Mostaganem.

III.2. Protocole expérimental

III.2.1. Matériel végétal

Les différents essais portent sur le matériel végétal décrit dans l'essai II. Un génotype de blé dur : **SIMETO** et un génotype d'orge : **SAIDA$_{183}$**.

III.2.2. Sols

Les sols proviennent de la zone utilisée pour la collecte des espèces de plantes spontanées, à partir desquelles l'isolement des champignons a été effectué (Expérimentation 01). Trois types de sols ont été employés. Les analyses de ces supports ont été effectuées par l'Institut National des Sols, de l'Irrigation et du Drainage (INSID) localisé à El Matmar, Wilaya de Relizane, Ouest Algérien (Tab. 3 et 4).

Tableau 3: Quelques caractéristiques des sols utilisés (INSID, 2008).

N° Profil	Profil (cm)	Calcaire Total (%)	Calcaire Actif (%)	Matière Organique(%)	CE (dS/m)
P1h1	0-30	14	6	2,64	1,8
P1h2	30-60	12,73	5,5	0,105	2,5
P1h3	60-100	11,86	4,12	0,74	4
P1h4	100-130	9,76	5,25	1,05	2,3
P1h5	>130	12,31	3,5	0	2
P2h1	0-20	10,18	8,5	1,69	2
P2h2	20-50	10,18	9,12	1,69	2,7
P2h3	50-80	8,06	4	0,105	8
P2h4	80-100	13,58	6,87	1,05	10
P2h5	100-180	14	8	0,75	2,5
P3h1	0-15	12,31	5,75	2,75	3
P3h2	15-30	11,46	5,75	1,37	4,8
P3h3	30-45	13,16	5	1,48	14
P3h4	45-85	10,18	4,12	0,95	4,9
P3h5	>85	6,36	2	1,16	8

Tableau 4: Niveaux de salinité et structure des sols utilisés (INSID, 2008).

Sols utilisés	Parcelles de prélèvement	Caractéristiques des sols
Sol 01	Parcelle faiblement salée Salinité < 4dS/m	Sol faiblement salé en surface et salé en profondeur ; Présence d'une couche de sable entre 130 et 295cm; Présence de taches d'oxydoréduction à partir de 60cm de profondeur; Présence d'une couche imperméable (marne) à 295cm.
Sol 02	Parcelle moyennement salée Salinité de 4 à 8dS/m	Sol salé sur tout le profil avec de fortes accumulations de sels en profondeur ; Présence d'une couche de sable entre 100 et 230cm; Présence de taches d'oxydoréduction à partir de 80cm de profondeur; Présence d'une couche imperméable (marne) à 230cm.
Sol 03	Parcelle fortement salée Salinité de 8dS/m à 16dS/m	Sol très salé sur tout le profil avec de fortes accumulations de sels à 30cm de profondeur; Présence d'une couche de sable entre 85 et 250cm; Présence de taches d'oxydoréduction à partir de 45cm de profondeur; Présence d'une couche imperméable (marne) à 250cm.

III.2.3. Installation de l'essai

Les graines du blé dur (SIMETO) et d'orge ($SAIDA_{183}$) ont été désinfectées dans une solution d'hypochlorite de sodium 5% et rincées à trois reprises avec de l'eau distillée. Elles ont été, ensuite, mises en germination dans des boites de Pétri sur papier absorbant imbibé d'eau distillée (pour le témoin) et de la solution des différents champignons préalablement identifiés (*Alternaria chlamydospora, Embellisia phragmospora, Phoma betae, Fusarium equseti, Fusarium graminearum et Chaetomium coarctatum*) et enfin placées dans un phytotron (BINDER) réglé à 25° C, à l'obscurité pendant 24 heures. Les graines ont été repiquées dans des cylindres en PVC de 19cm de diamètre et 50cm de longueur, remplis de sols (sol faiblement salé, sol moyennement salé et sol fortement salé). Les essais ont été conduits dans la serre verrière de la ferme expérimentale du 25.01.2017 au 06.05.2017. Les cylindres ont été disposés en trois lots (Fig.6). Ils ont été irrigués à la capacité au champ jusqu'à la fin de l'expérimentation. Les deux génotypes ont été répétés 03 fois au niveau des différents traitements à raison de 10 graines/cylindre, soit un total de 144 cylindres.

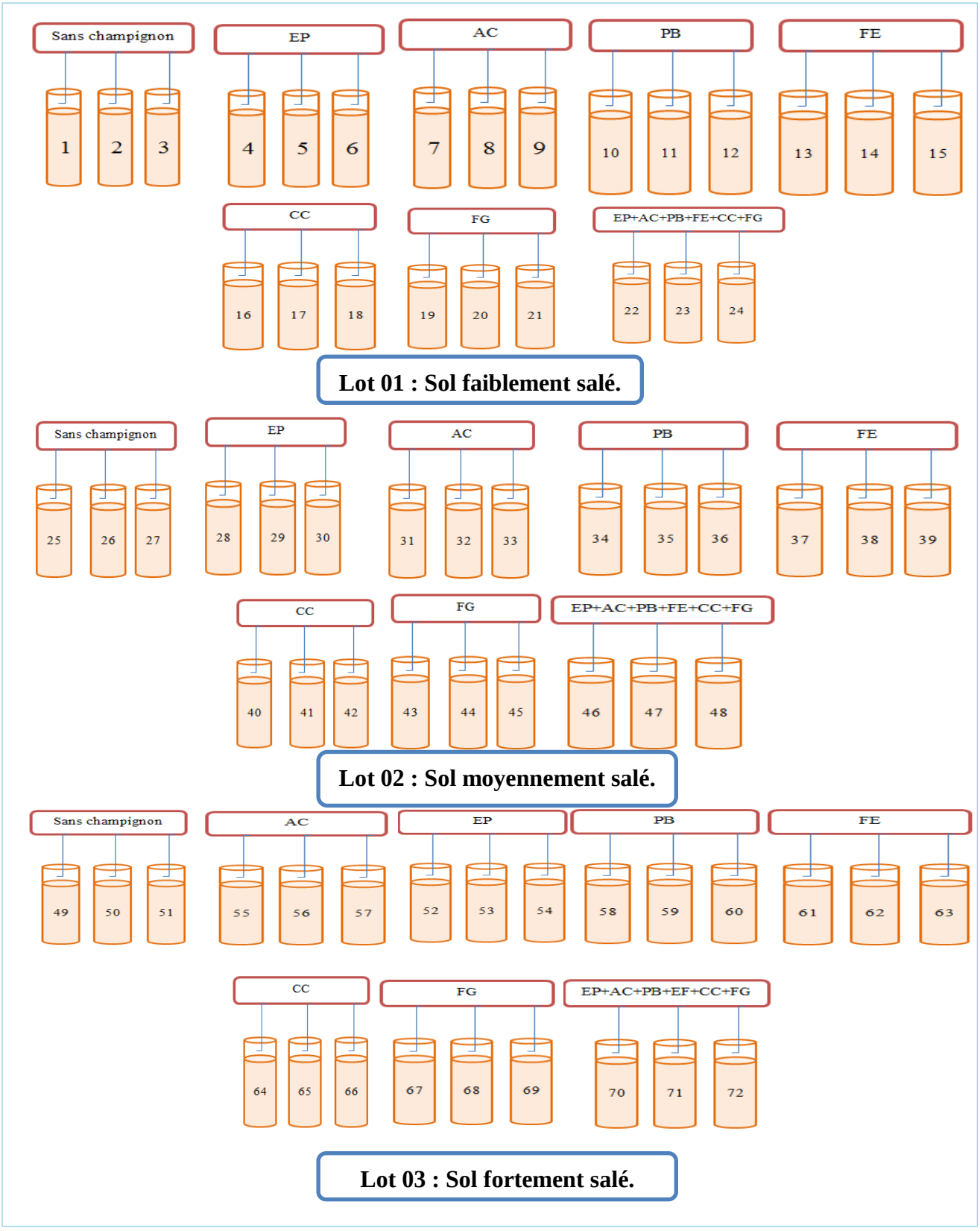

Figure 6: Dispositif expérimental II : Mise en culture sous serre.

III.2.4. Mesures effectuées

III.2.4.1. Paramètres morphologiques

Avant de procéder aux mesures, les racines ont été lavées avec l'eau distillée, après avoir été séparés de la terre. Les paramètres étudiés sont :

- Pourcentage de levée ;
- Longueur de la racine principale ;
- Hauteur de la plante ;
- Surface foliaire; La surface des feuilles a été calculée classiquement par le produit des longueurs et largeurs maximales affecté du coefficient 0,75 (Li et *al*., 2004) ;
- Masse de la matière sèche des parties, aérienne (MSPA) et racinaire (MSPR), exprimée en gramme, a été déterminée après séchage à l'étuve à 80° C, pendant 48 heures.

III.2.4.2. Paramètres physiologiques

a. Teneur relative en eau

L'état hydrique de la plante a été évalué par la mesure de la teneur relative en eau (TRE). Cette dernière a été mesurée sur l'avant dernière feuille, celle bien développée, à partir de la méthode de Scippa et *al*. (2004). La feuille a été prélevée à la base du limbe et immédiatement pesée, constituant le poids frais (Pf). La partie sectionnée de la feuille a été, ensuite, trempée dans l'eau distillée et placée à l'obscurité à une température de 4° C, pendant 12 heures. A nouveau repesée donnant le poids en pleine turgescence (Ppt). La matière sèche (Ps) a été obtenue par passage à l'étuve (80° C pendant 48 heures). La teneur relative en eau a été déterminée par la relation suivante :

$$\mathbf{TRE = ((Pf - Ps) / (Ppt – Ps)) \times 100}$$

b. Dosage des éléments minéraux Na^+ et K^+

L'analyse minérale des tissus végétaux constitue un moyen pour évaluer l'état nutritionnel des plantes, elle a été effectuée selon la méthode décrite par Chapman et Pratt (1961). L'analyse a porté sur le dosage du sodium et de potassium des feuilles prises au stade épiaison.

Les échantillons à analyser ont été séchés dans une étuve à 80° C, pendant 48h puis broyés. Après refroidissement, 50mg de matière sèche ont été placés dans des creusets, puis mis dans un four à moufle dont la température a été augmentée progressivement pour atteindre 600° C. L'opération dure environ 6 heures. Après refroidissement, les cendres récupérées ont étés soumises à une attaque acide en présence de 4ml d'acide nitrique 35%, et les creusets ont été placés sur un bain de sable jusqu'à dissolution complète de la matière organique. Après évaporation complète du solvant, les éléments minéraux ont été remis en suspension dans 10ml d'acide chlorhydrique (HCl) 0,1N et filtrés

avec un papier filtre Wattman #1. Les résultats ont été obtenus après analyse par photométrie à flamme (Jenway PFP7 Clinical Flame Photometer).

III.2.4.3. Paramètres biochimiques

a. Dosage des sucres solubles

Les sucres simples ont été dosés par la méthode de Schields et Burnett (1960). Le principe de la réaction est basé sur la condensation des produits de dégradation des oses neutres par l'acide sulfurique. Ce dernier très concentré, transforme à chaud les oses en dérivés du furfural qui donnent une coloration bleu vert avec l'anthrone.

Cent milligrammes de feuilles (100mg) ont été introduits dans des tubes à essai contenant 5,25ml d'éthanol 80% pendant 24 heures. L'extrait obtenu a été dilué 10 fois avec l'éthanol 80%. De la solution obtenue, 2ml ont été prélevés, auxquels sont ajoutés 4ml de réactif composé de 2g d'anthrone pure + 1000ml d'acide sulfurique (H_2SO_4). Le réactif d'anthrone doit être préparé 4 heures avant la réalisation des essais. L'ensemble a été délicatement mélangé et maintenu dans la glace fondante. Après agitation, les tubes ont été placés au bain marie à 92° C pendant 8mn, puis refroidis pendant 30mn à l'obscurité. L'absorbance a été lue à une longueur d'onde λ = 585nm au spectrophotomètre (Jenway 6715 UV/Vis spectrophotometer) après étalonnage de l'appareil par une solution contenant 2ml d'éthanol 80% + 4ml de réactif d'anthrone ; la teneur en sucres solubles des échantillons était exprimée en mg/g de MF en référence à une gamme étalon de glucose.

b. Dosage de la proline

La proline est l'un des vingt principaux acides aminés qui entrent dans la constitution des protéines. La proline est facilement oxydée par la ninhydrine, c'est sur cette réaction que se base le protocole de mise en évidence de la teneur en proline dans les échantillons foliaires (El Jaafari, 1993). La méthode utilisée pour la quantification de la proline est celle de Troll et Lindsley (1955).

Cent milligrammes (100mg) de matière végétale fraîche ont été placés dans des tubes à essai auxquels on a ajouté 2ml de méthanol à 40%. Le tout a été chauffé dans un bain mari à 85° C, pendant 1 heure. Afin d'éviter toute volatilisation de l'alcool, les tubes ont été fermés hermétiquement lors du chauffage. Après refroidissement, 1ml d'extrait a été additionné à 1ml d'acide acétique (CH3COOH) et 1ml de réctif, préparé par un mélange fait de 120ml d'eau distillée, 300ml d'acide acétique, 80ml d'acide orthophosphorique (H_3PO_4) et 25mg de ninhydrine ($C_6H_6O_4$). L'ensemble a été porté à ébullition pendant 30mn à 100° C, jusqu'au virage au rouge.

Après refroidissement, 5ml de toluène ont été ajoutés à la solution. Deux phases ont été distinguées après agitation : une phase supérieure organique contenant de la proline (Rouge) et une phase inférieure sans proline (Transparente).

Après avoir éliminé la phase inférieure, la phase supérieure a été récupérée et déshydratée par l'ajout d'une spatule de Sulfate de Sodium Na_2SO_4 (Elimination de l'eau qu'elle contient).

La densité optique des échantillons a été déterminée à l'aide d'un spectrophotomètre (Jenway 6715 UV/Vis spectrophotometer) réglé à une longueur d'onde de 528nm, en utilisant le toluène comme blanc. Les valeurs obtenues ont été converties en taux de proline (mg/g de MF) en référence à une gamme étalon de proline.

c. Extraction et dosage des pigments Photosynthétiques

L'extraction des pigments photorécepteurs des tissus foliaires a été réalisée par la méthode d'Arnon (1949). 100mg de matière végétale fraîche ont été coupés en petits morceaux et broyés à sec puis dans 5ml d'acétone 80% et quelques milligrammes de carbonate de calcium (CaCO3). Après broyage total, l'extrait a été filtré à l'aide d'un papier filtre de type Wattman #1. Le dosage a été fait à l'aide d'un spectrophotomètre (Jenway 6715 UV/Vis spectrophotometer) réglé à des longueurs d'onde de l'ordre de : λ = 645nm, 663nm pour la détermination de la teneur en chlorophylles a et b et λ = 480nm pour les caroténoïdes, après étalonnage de l'appareil avec l'acétone 80%.

Les teneurs en chlorophylles (a), (b), (a + b) et caroténoïdes, sont données à partir des formules suivantes et exprimées en (µg/g de MF) :

- Chla = $12,7.DO_{663} - 2, 69.DO_{645}$
- Chlb = $22,9.DO_{645} - 4,86.DO_{663}$
- Chla + Chlb = $8,02.DO_{663} + 20,20.DO_{645}$
- Cart = $[(100.DO_{480}) - (3.27.(Chla) - 104.(Chlb)]/229$.

III.3. Analyses statistiques

Les données des différents paramètres ont été examinées par l'analyse de la variance (ANOVA). Les résultats sont présentés en moyennes ± écarts types. Le test de Student-Neuman-Keuls est utilisé pour comparer ces moyennes, lorsque l'ANOVA montre une signification. $P \leq 0,05$ indique un effet significatif.

Chapitre II
Résultats et discussion

Résultats

- **Résultats**

Expérimentation 01 : Isolement et identification des champignons endophytes

1.1. Espèce végétales collectées

L'isolement des champignons endophytes a été effectué à partir des racines de huit (08) différentes espèces spontanées collectées à partir de trois parcelles à salinité différentes (Tab.5 et Fig.7).

Tableau 5 : Espèces végétales collectées et nombre de champignons endophytes isolés.

Parcelles	Nombre des espèces végétales collectées	Noms scientifiques des espèces	Nombre de champignons endophytes isolés
01	01	*Avena fatua* L.	02
02	05	*Beta macrocarpa* Guss.	01
		Anabasis prostrata Pomel.	02
		Avena fatua L.	01
		Salsola oppositifolia Desf.	01
		Lolium rigidum Gaudin.	01
03	02	*Salsola oppositifolia* Desf.	01
		Suaeda fruticosa L.	01

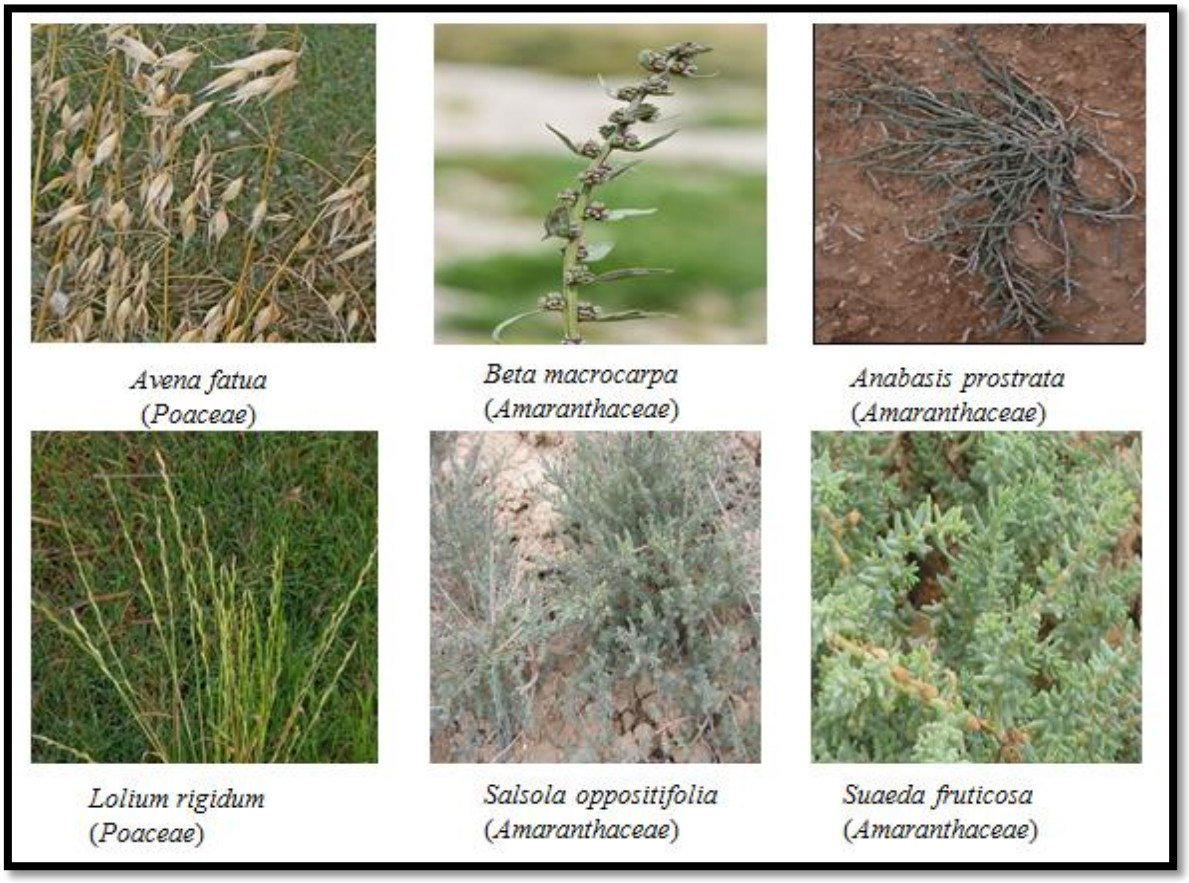

Figure 7: Espèces végétales spontanées étudiées.

1.2. Pourcentage de colonisation

On a isolé un ensemble de 10 isolats fongiques à partir des trois parcelles. En effet la parcelle moyennement salée (de 4 à 8dS/m) représente 60% avec 6 isolats ; en deuxième position, les parcelles faiblement (<4dS/m) et fortement salées (de 8 à 16dS/m) avec 2 isolats chacune (Soit un pourcentage de 20% pour chaque parcelle).

Dans la présente étude, 66 racines fragmentées des espèces végétales collectées ont été ensemencées. Après quelques jours d'incubation, les premiers champignons endophytes commençaient à pousser à partir des racines; 34 racines au total étaient infectées, ce qui représente un taux d'infection égale à 51,51%. Le pourcentage de colonisation varie entre les espèces, notant que le nombre de racines infectées est resté inchangé après sept jours d'incubation.

Les résultats obtenus indiquent que la fréquence de colonisation varie d'une espèce à une autre (Fig.8). Celle-ci totalise, chez les espèces *Salsola oppositifolia* collectée à partir de la parcelle fortement salée et *Anabasis prostrata* (100%). Les espèces *Avena fatua* isolée à partir de la parcelle moyennement salée et *Beta macrocarpa* ont inscrit la même fréquence de colonisation avec 33,3%. Les plus faibles valeurs de colonisation ont été estimées à 22,2% et 11,1% chez *Avena fatua* collectée à partir de la parcelle faiblement salée et *Suaeda fruticosa*, respectivement. Un fort taux de colonisation a été observé chez *Salsola oppositifolia* collectée à partir de la parcelle moyennement salée et *Lolium rigidum* avec 88,9% et 77,8% respectivement.

Ensuite, un fragment mycélien a été prélevé de chacun des champignons isolés, avec une anse stérile et repiqué sur du PDA neuf. Certains, pour qu'ils soient purifiés, ont fait l'objet de plusieurs repiquages. Ainsi, pour une meilleure conservation à 4° C, les champignons endophytes purifiés ont été repiqués une dernière fois sur du PDA en gélose inclinée.

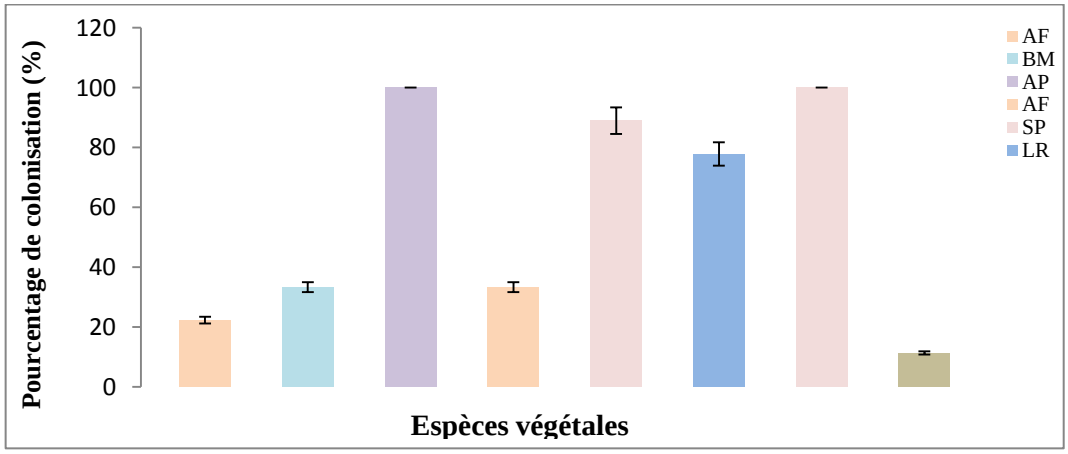

Figure 8 : Pourcentage (%) de colonisation des différentes espèces collectées (AF): *Avena fatua* ; (BM): *Beta macrocarpa* ; (AP): *Anabasis prostrata* ; (SO): *Salsola oppositifolia* ; (LR): *Lolium rigidum* et (SF): *Suaeda fruticosa* par des champignons endophytes.

1.3. Identification des isolats fongiques

1.3.1. Identification morphologique

Après isolement d'une collection de 10 isolats, en se basant sur l'aspect des colonies et la morphologie des fructifications, 7 groupes phénotypiques ont été distingués. L'étude morphologique menée par des observations macro et microscopiques de l'ensemble des champignons, portant sur les caractères culturaux (aspects du mycélium aérien, pigmentation du thalle et du mycélium sur milieu PDA), ainsi que les caractéristiques des spores (conidies et chlamydospores), a permis d'identifier uniquement un seul genre : *Fusarium sp* ; champignon n° 07, isolé à partir de l'espèce *Suaeda fruticosa*.

Champignon 1

Caractères macroscopiques

- Colonie de couleur gris foncé au noir au recto comme au verso (Fig.9a et b),
- Croissance rapide sur PDA.

Caractères microscopiques

- Culture difficile à être caractérisée microscopiquement (Fig.9c).

Champignon 2

Caractères macroscopiques

- Colonie de couleur blanc-gris au départ, devient rapidement foncée (vert foncé à noir) au recto (Fig.10a) comme au verso (Fig.10b),
- Croissance rapide sur milieu PDA.

Caractères microscopiques

- Conidiophores cloisonnés (Fig.10c).

Champignon 3

Caractères macroscopiques

- Colonie de couleur vert foncé à noir au recto (Fig.11a) comme au verso (Fig.11b),
- Croissance rapide sur PDA.

Caractères microscopiques

- Conidiophores cloisonnés (Fig.11c).

Champignon 4

Caractères macroscopiques

- Colonie blanche au recto (Fig.12a) et devient plus tard gris olive et brun foncé à noir au verso (Fig.12b),
- Croissance lente sur PDA.

Caractères microscopiques

- Spores unicellulaires (Fig.12c).

Champignon 5

Caractères macroscopiques

- Mycélium aérien blanc au recto (Fig.13a), devient brun avec l'âge et crème au verso (Fig.13b),
- Croissance lente sur PDA

Caractères microscopiques

- Macroconidies cloisonnées,
- Absence de microconidies (Fig.13c).

Champignon 6

Caractères macroscopiques

- Colonies se manifestent sous forme de croissance blanche cotonneuse au recto comme au verso (Fig.14a et b),
- Croissance rapide sur PDA.

Caractères microscopiques

- Culture difficile à être caractérisée microscopiquement (Fig.14c).

Champignon 7 : *Fusarium sp*

Caractères macroscopiques

- Mycélium dense et aérien cotonneux (Fig.15a),
- Mycélium blanc au recto (mycelium aérien) et jaune au verso (mycélium en contact avec le milieu) quand la culture est jeune. La couleur du verso tourne au rouge carmin lorsque la culture est plus âgée (Fig.15b),
- Croissance rapide sur PDA.

Caractères microscopiques

- Souche ne produisant pas de microconidies,
- Production de macroconidies hyalines et moyennement allongées. Elles sont de forme légèrement incurvée,
- Chlamydospores rares ou absentes. Elles sont globulaires, uni ou bicellulaires (Fig.15c).

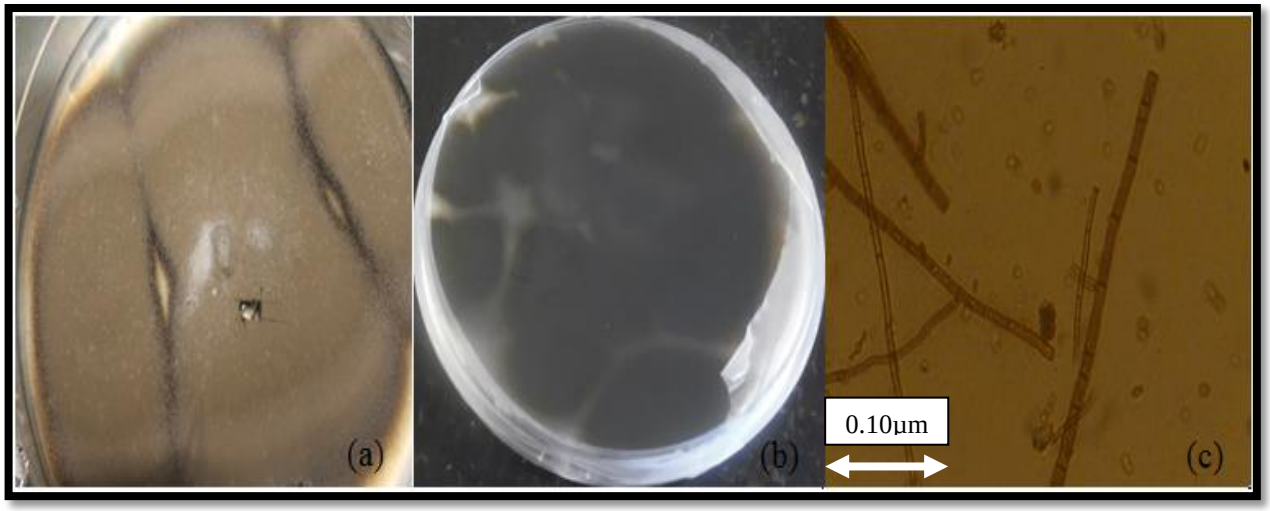

Figure 9: Aspects macroscopique « recto (a) », « verso (b) » et microscopique (c) du champignon 1.

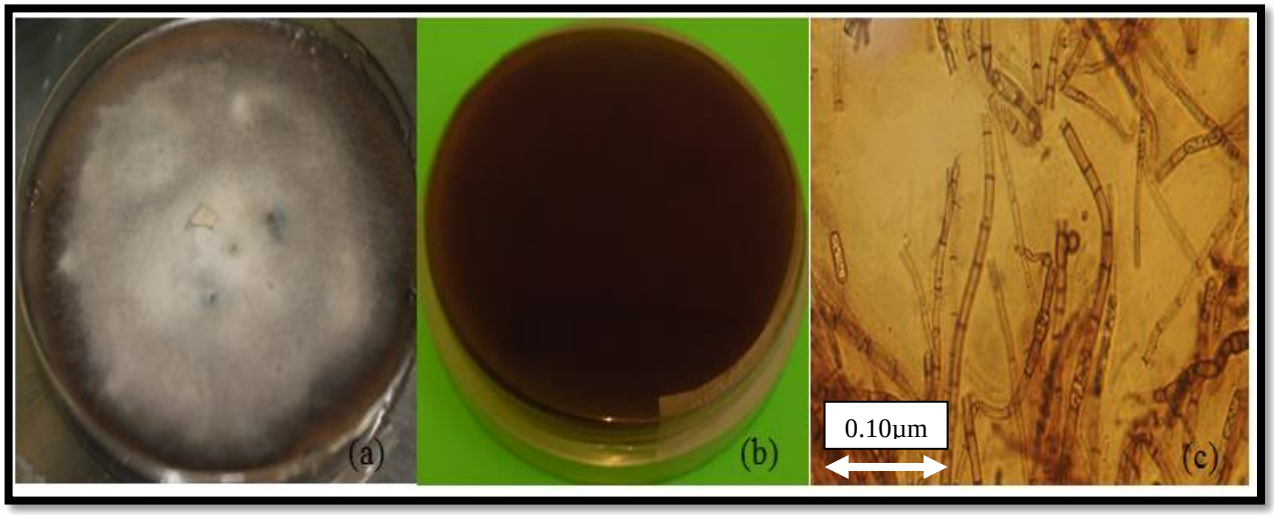

Figure 10: Aspects macroscopique « recto (a) », « verso (b) » et microscopique (c) du champignon 2.

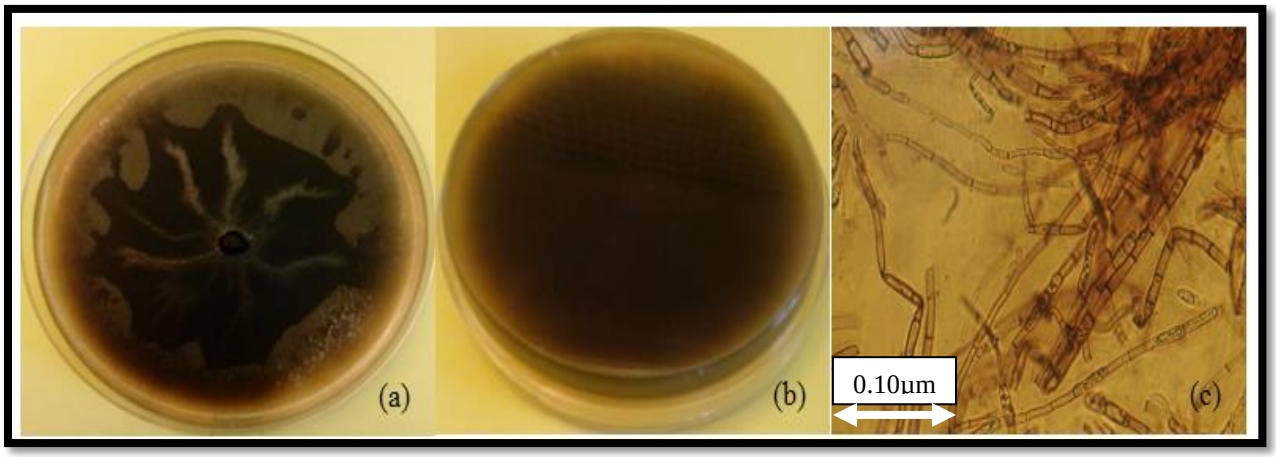

Figure 11: Aspects macroscopique « recto (a) », « verso (b) » et microscopique (c) du champignon 3.

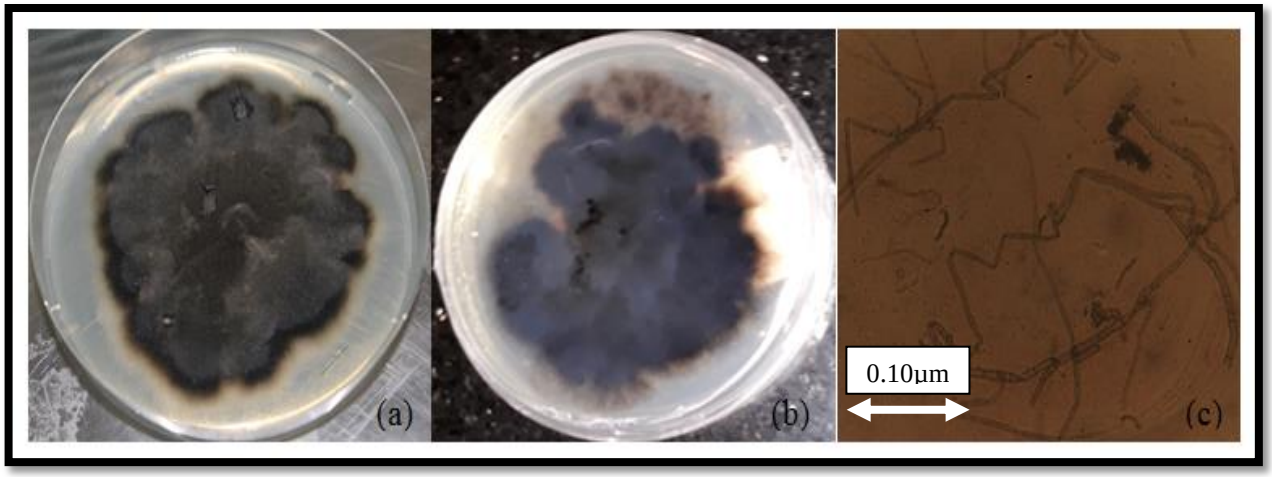

Figure 12: Aspects macroscopique « recto (a) », « verso (b) » et microscopique (c) du champignon 4.

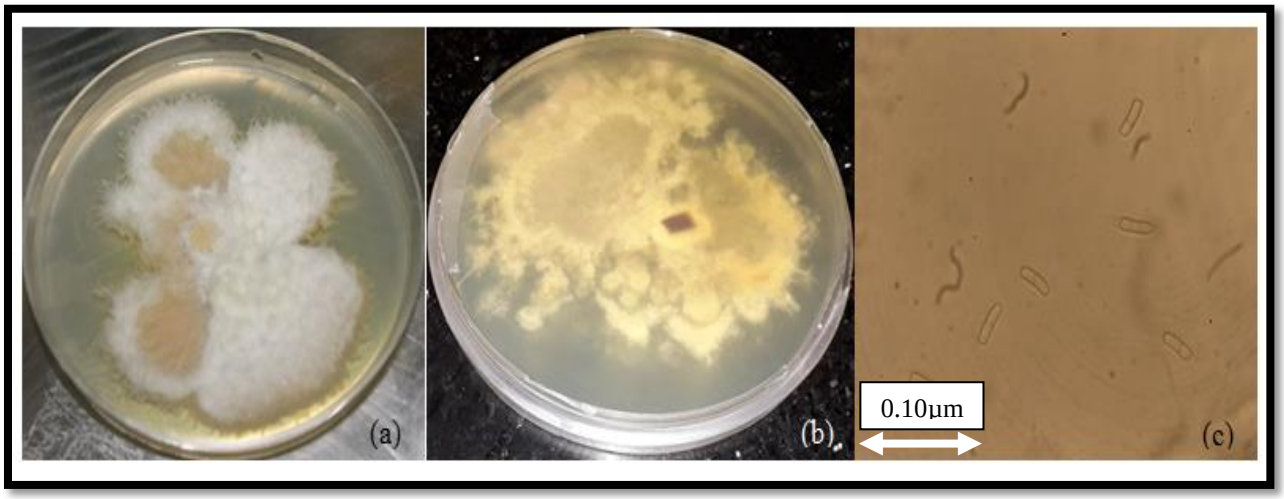

Figure 13: Aspects macroscopique « recto (a) », « verso (b) » et microscopique (c) du champignon 5.

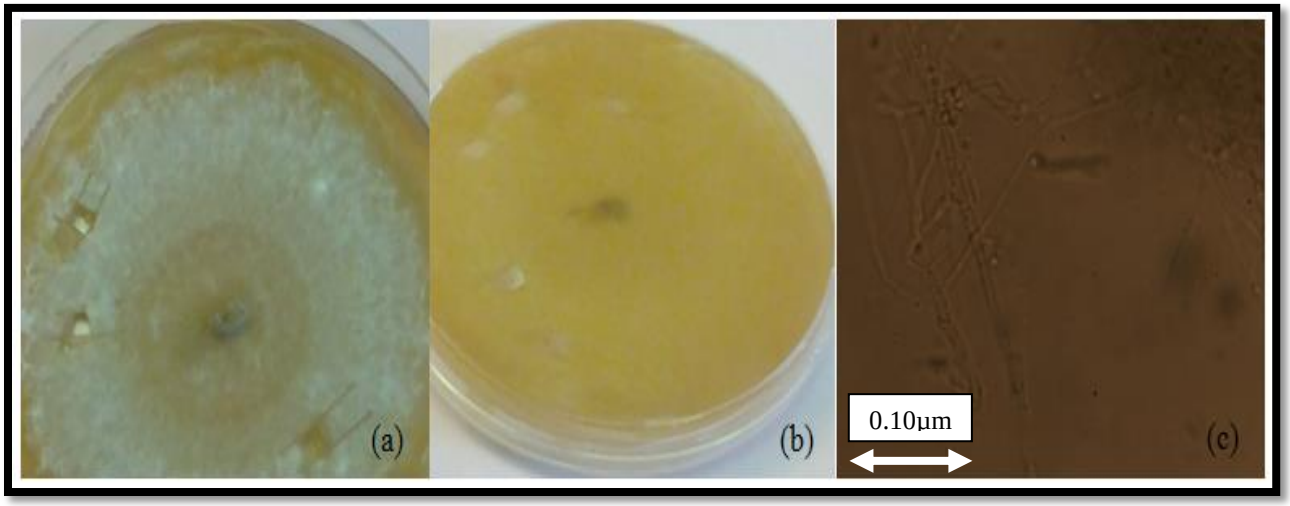

Figure 14: Aspects macroscopique « recto (a) », « verso (b) » et microscopique (c) du champignon 6.

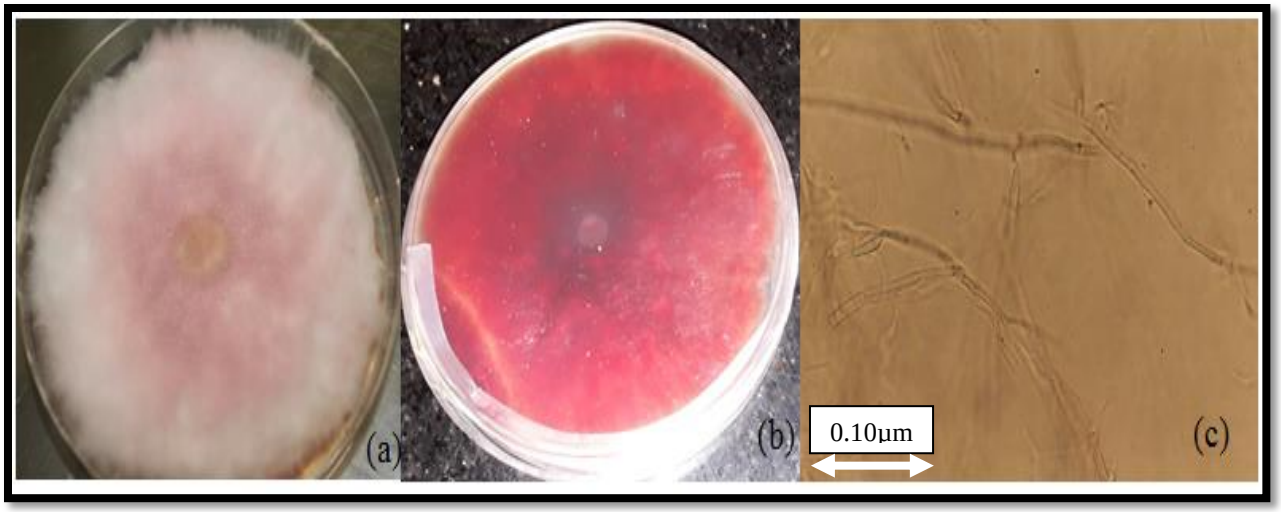

Figure 15: Aspects macroscopique « recto (a) », « verso (b) » et microscopique (c) du champignon 7 : *Fusarium sp*.

1.3.2. Identification moléculaire

Amplification par PCR

Sur la base des données obtenues par électrophorèse sur gel d'agarose, les amplifications par PCR des régions ADNr des isolats par les amorces lTSl/ lTS2 et NS1/ NS7 ont permis d'avoir des séquences d'une taille d'environ 750pb (Fig.16). Les séquences utilisées, dans cette étude, correspondent aux séquences ITS et séquences du gène 18S de l'ADN_r fongique. L'identification des souches isolées a été confirmée par les séquences ITSI et ITS2 de L'ADN_r.

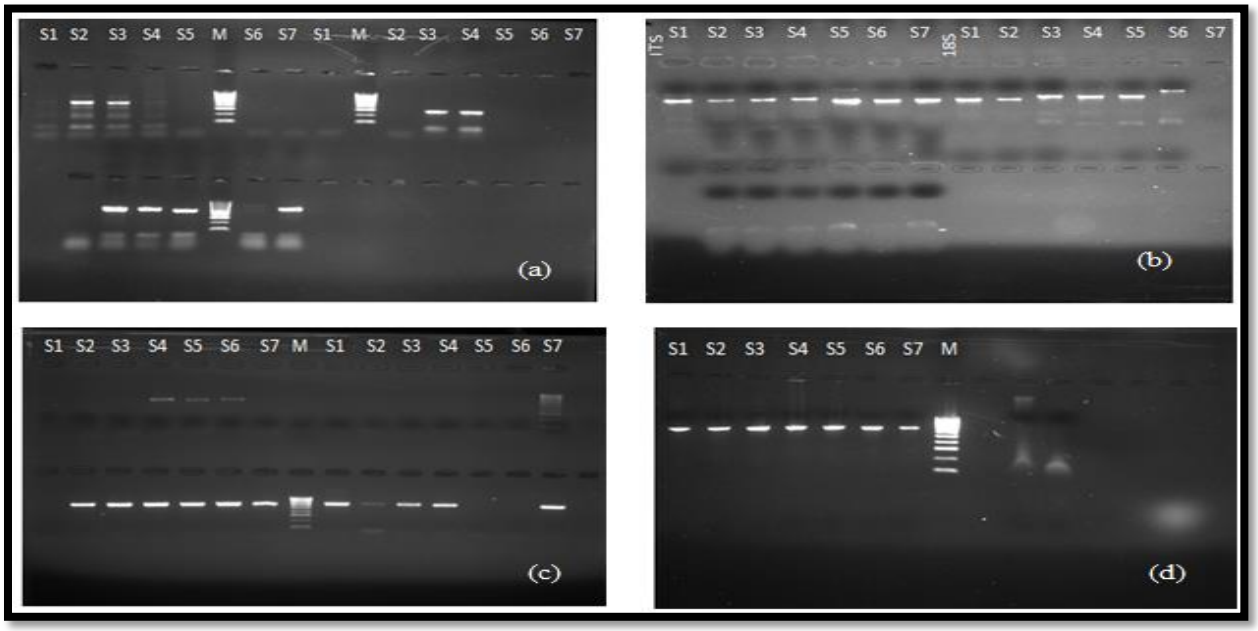

Figure 16: Photos des gels d'électrophorèse : (a) Extraction de l'ADN fongique, (b) Amplification par PCR des séquences ITS et 18S, (c) Purification du produit de PCR pour les séquences ITS et (d) Purification du produit de PCR pour les séquences 18S.
S1-S7 : souches de champignons endophytes. M : Marqueur de poids d'ADN.

Similarité des séquences

Dans le cadre de la recherche des ressemblances génétiques, chaque séquence des isolats a été comparée aux séquences de la banque de données (NCBI-GenBank).

En se basant sur les données moléculaires, les souches S1 et S2 ont été identiques à la séquence ITS de l'espèce *Alternaria chlamydospora* (KF993329) à 99.5%. Alors que pour l'isolat S3 était identique à 99,6% avec *Embellisia phragmospora* avec un numéro d'accession JQ796758. L'isolat S4 est *Phoma betae* avec une identité de 99,6% et un numéro d'accession KM249076. Les résultats du BLAST ont montré que les séquences ITS et 18S de la souche S5 présentent une similarité de l'ordre de 100% avec *Fusarium sp.* et une identité de 100% avec l'espèce *Fusarium equiseti*. L'isolat S6 a été identifié comme *Chaetomium coarctatum* à 99,4% de similarité et avec un numéro d'accession NR_144822. Les séquences ITS et 18S de l'isolat S7 sont à 99,5% similaires à *Fusarium*

sp. et la souche S7 a été identifiée comme *Fusarium graminearum* avec une identité de 99,8% et un numéro d'accession KT211545.

Analyse phylogénétique

L'arbre phylogénétique des champignons identifiés est représenté dans la figure 17. L'utilisation des séquences ITS et 18S de l'ADN_r fongique et l'analyse phylogénétique ont permis d'identifier six (06) souches différentes de champignons endophytes appartenant aux classes *Dothidiomycetes* (50%) et *Sordariomycetes* (50%) (Tab.6): *Embellisia phragmospora* isolé à partir de l'espèce *Avena fatua* L. (Salinité < 4dS/m) ; *Alternaria chlamydospora* isolé à partir de *Beta macrocarpa* Guss. et *Anabasis prostrata* Pomel, *Phoma betae* isolé sur l'espèce *Anabasis prostrata* Pomel, *Fusarium equiseti* isolé à partir de l'espèce *Avena fatua* L., *Fusarium graminearum* retiré de *Lolium rigidum* Gaudin. (Salinité de 4 à 8dS/m) ; et *Chaetomium coarctatum* isolé sur les racines d'*Avena fatua* L. (Salinité < 4dS/m), *Salsola oppositifolia* Desf. (Salinité de 4 à 8dS/m) et *Salsola oppositifolia* Desf. et *Suaeda fruticosa* L. (Salinité de 8 à 16dS/m).

Tableau 6 : La communauté de champignons endophytes associée aux racines des plantes spontanées poussant en milieux salés.

Souches	Séquence	Description		GenBank accession n°	Similarité
		Classes	Espèces		
S1	ITS	*Dothidiomycetes*	*Alternaria chlamydospora*	KF993329	99,5%
S2	ITS		*Alternaria chlamydospora*	KF993329	99,5%
S3	ITS		*Embellisia phragmospora*	JQ796758	99,6%
S4	ITS		*Phoma betae*	KM249076	99,6%
S5	ITS/18S	*Sordariomycetes*	*Fusarium equiseti*	KU377478	100%
S6	ITS		*Chaetomium coarctatum*	NR_144822	99,4%
S7	ITS/18S		*Fusarium graminearum*	KT211545	99,8%

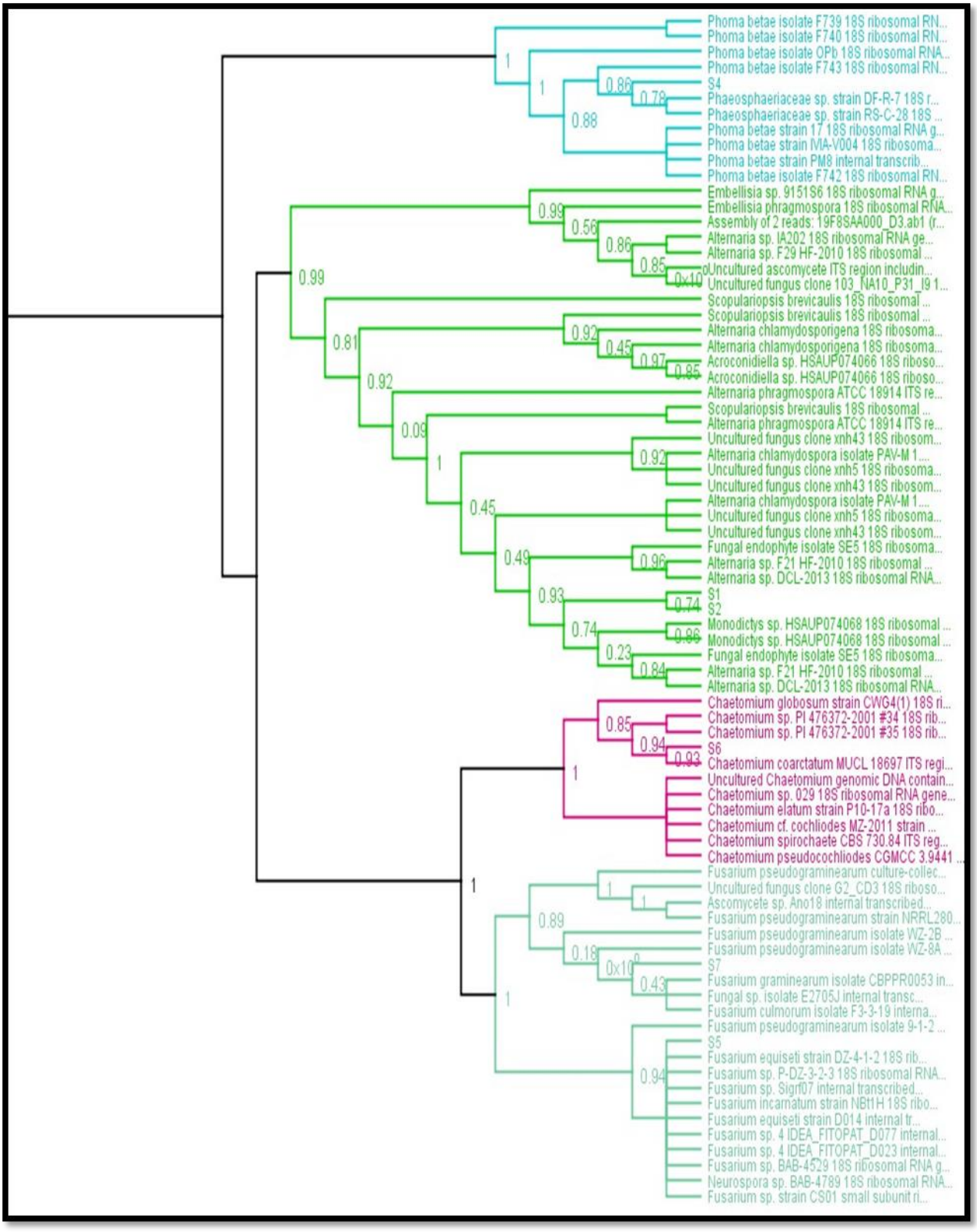

Figure 17: Relations phylogénétiques entre les champignons endophytes.

Expérimentation 02 : Effets des champignons endophytes sur la réponse de blé dur et de l'orge sous stress salin, au stade germination

II.1. Cinétique de germination

Les taux de germination des graines de blé dur et d'orge ont été enregistrés 24, 48, 72 et 96h après la mise en germination. Les données sont présentées dans les figures 18 (A, B, C et D) et 19 (A, B, C et D).

II.1.1. Blé dur: *Triticum durum* Desf.

Les courbes présentant l'évolution de la germination de blé dur, sous aucune contrainte saline, en fonction du temps montrent une germination totale des graines témoins (100%), et cela juste 48h après la mise en boite. Alors que celle-ci diminue progressivement avec l'augmentation de la concentration de NaCl. En effet, un taux de germination de l'ordre de 1% a été observé après 24h lorsque les graines ont été exposées à 400meq de NaCl. Un léger redressement a été noté 48h après, soit 6% de graines germées. Celui-ci augmente timidement et atteint 9,2% 72h après, alors qu'un maximum de 15,6% a été obtenu en fin d'essai (96h).

Il est à noter qu'au-delà de cette concentration (NaCl = 400meq), les graines de blé ne montrent aucune aptitude à la germination, malgré les conditions environnantes favorables (Fig.18).

Contrairement aux tests précédents, en absence de sel, plus de la moitié de la population a germé (>50%) seulement 24h après le traitement des graines aux champignons endophytes. Ce taux s'élève à 80% 48 après.

Le niveau de germination varie selon l'espèce endophyte appliquée. En effet, 72h après l'application d'*Embellisia phragmospora*, toutes les graines se sont montrées actives (100%). Cependant, *Alternaria chlamydospora*, *Phoma betae*, *Fusarium equiseti*, *Chaetomium coarctatum* et *Fusarium graminearum* ont enregistré des valeurs supérieures à 90%. En fin d'expérimentation (96h), les taux de germination ont pu atteindre 100% pour les graines de blé dur traitées par *Ph. betae* et *Ch. coarctatum*, 99% en présence des endophytes *A. chlamydospora* et *F. equiseti* et 97% chez celles traitées par *F. graminearum*.

Dans les conditions saline de 400meq/l de NaCl, un taux de germination supérieur à 50% a été enregistré chez les graines traitées par les champignons endophytes après 24h, à l'exception de celles inoculées par *Ph. betae* et *Ch. coarctatum* inscrivant ainsi des taux de 49,2 et 43%, respectivement. Les taux de germination des graines de blé dur ne cessent d'augmenter. C'est ainsi que des valeurs supérieures à 90% ont été atteintes en présence des endophytes *A. chlamydospora*, *F. equiseti* et *F. graminearum* et à 80% en présence de *Ph. betae*, *E. phragmospora* et *Ch. coarctatum*, en fin d'expérimentation.

Sous stress salin de l'ordre de 600meq/l, à l'exception de *Ph. betae* (17%), les observations faites 24h après l'exposition aux champignons endophytes notent environ 35% de graines germées. Ce pourcentage ne cessant d'augmenter bien que faiblement pour atteindre des valeurs supérieures à 50% après 96h de l'application des traitements. Le pourcentage de germination des graines traitées par *Ph. betae* reste le plus faible (48,4%).

A l'échelle du traitement conduit à 800meq/l de NaCl, des taux de germination compris entre 7 (*F. graminearum*) et 24,6% (*Ch. coarctatum*) ont été observés 24h après l'application des traitements. Une légère augmentation a été enregistrée à travers le temps, la valeur maximale du taux de germination a été estimée à 49,8% (*A. chlamydospora*) à la fin de l'expérimentation.

II.1.2. Orge: *Hordeum vulgare* L.

Comme l'espèce précédente, les courbes de la cinétique de germination des graines d'orge indiquent, en conditions non stressantes, des valeurs estimées à 81 et 100% après 24 et 48h du début de la mise en germination (Fig.19).

Parallèlement, une réduction importante a été enregistrée suite à l'enrichissement du milieu en NaCl. Dans le lot 400meq/l, de faibles germinations ont été notées lors des premières observations, ce n'est qu'après 48h qu'une activation des graines a été observée inscrivant ainsi un taux de germination de 25,4% (72h), soit un écart de 15,8%, et un maximum de l'ordre de 33,2% a été observé à la fin d'expérimentation. Hormis ce dernier essai, aucune germination n'a été tolérée au niveau des lots conduits à 600 et 800meq/l.

Par comparaison, les figures 18B et 19B semblent dévoiler la tolérance de l'orge au stress salin (400meq/l) par rapport au blé dur, en absence des champignons endophytes.

De même, en absence de NaCl, l'inoculation des champignons endophytes dans le milieu de germination a permis d'acquérir une activité remarquable des graines d'orge. En effet, après 72h de traitement des graines par *E. phragmospora*, *A. chlamydospora*, *Ph. betae* et *F. equiseti*, un pouvoir germinatif de 100% a été enregistré. Cependant, les graines traitées par *C. coarctatum* et *Fusarium graminearum* n'ont pu atteindre les taux de 100 et 98,4% qu'après 96h d'exposition, respectivement.

Comme chez le blé, sous stress salin, la réaction des graines d'orge s'est montrée différente en présence des champignons endophytes. En se référant aux figures 18 (B, C et D) et 19 (B, C et D), dans les concentrations salines 400 - 600 et 800meq/l en présence des champignons endophytes, il paraît que la germination des graines d'orge évolue à des taux nettement plus bas comparativement aux graines de blé dur. Malgré la différence signifiante entre les taux de germination observés, ceci laisse penser de l'importance de ces microorganismes dans la stimulation de ce phénomène physiologique. Par rapport au témoin positif conduit sous 400meq/l de NaCl (4,2%), après 24h de

contact, des taux de 37,8 (*Ph. betae*) – 41,0 (*F. equiseti*) – 44,4 (*F. graminearum*) – 48,8 (*E. phragmospora*) – 49,8 (*C. coarctatum*) et 51,6% (*A. chlamydospora*) ont été observés sous l'influence des champignons endophytes. Un net accroissement en pourcentage de germination a été noté les jours suivants. Les maxima des pouvoirs germinatifs ont été enregistrés après achèvement de l'essai (96h). Des résultats probants ont été obtenus avec *Ch. coarctatum* enregistrant ainsi 91% de graines germées, suivi d'*A. chlamydospora* (82,6%) et *E. phragmospora* (79%). Les données recueillies par l'application de *Ph. betae, F. equiseti* et *F. graminearum* respectivement de l'ordre de 68,8 - 65,6 et 64,4% sont encourageantes. Dans les mêmes conditions, une estimation de 33,2% a été notée en absence de champignons endophytes.

Au niveau de l'essai 600meq/l, la germination a démarré 24h après l'application des traitements, avec des taux faibles, mais supérieures à ceux obtenus sur le non traité. Après 96h de mise en germination, hormis *F. graminearum* (24,2%), les résultats avoisinent 40% de germination.

Une importante réduction du pourcentage de germination a été enregistrée sous stress salin 800meq/l. Elle s'est montrée très lente à travers le temps en présence de l'ensemble des champignons. Un maximum de 25% a été donné par *Ph. betae* et *F. equiseti* 96h du début.

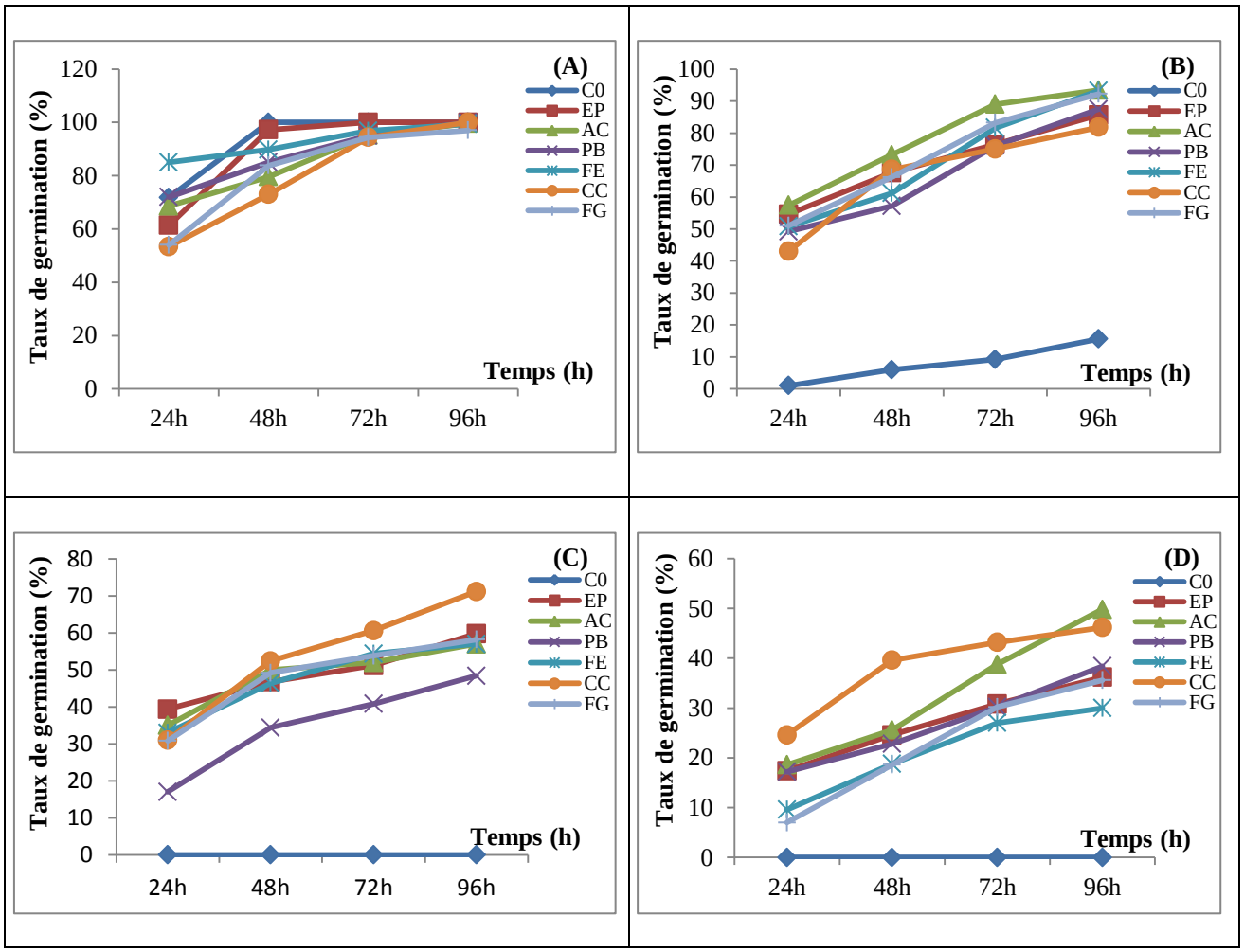

Figure 18 : Effet des endophytes: C0: Absence de champignons endophytes; EP: *Embellisia phragmospora*; AC: *Alternaria chlamydospora*; PB: *Phoma betae*; FE: *Fusarium equiseti*; CC: *Chaetomium coarctatum*; FG*: Fusarium graminearum*, en conditions de salinité (A) 0, (B) 400, (C) 600 et (D) 800meq/l, sur la cinétique de germination du blé dur.

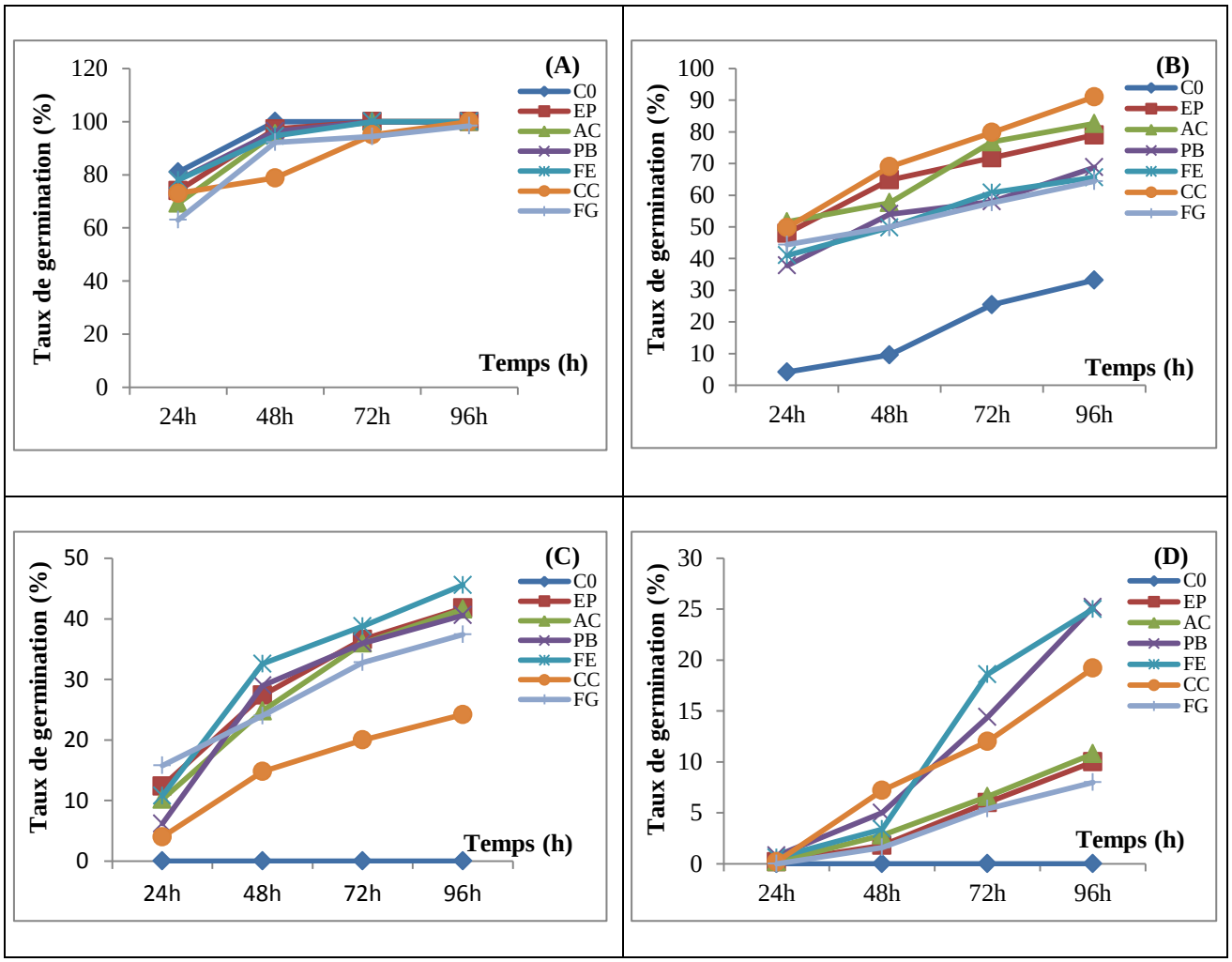

Figure 19 : Effet des endophytes: C0: Absence de champignons endophytes; EP: *Embellisia phragmospora*; AC: *Alternaria chlamydospora*; PB: *Phoma betae*; FE: *Fusarium equiseti*; CC: *Chaetomium coarctatum*; FG*: Fusarium graminearum*, en conditions de salinité (A) 0, (B) 400, (C) 600 et (D) 800meq/l, sur la cinétique de germination de l'orge.

II.2. Taux de germination final

Les taux de germination finaux des deux espèces céréalières (Blé dur et orge) ont été estimés après 96h de mise en germination des graines. Les résultats consignés sont visualisées graphiquement sur la figure 20 (A et B).

II.2.1. Blé dur

Les résultats obtenus de l'analyse de la variance indiquent la présence d'une différence significative de l'action du sel ($F_{3,6}$=2060,202 à P=0) et des différents champignons endophytes ($F_{3,6}$=295,283 à P=0) sur le taux de germination final des graines de blé dur (Tab.1 et 2, Annexe 2).

Dans la même perspective des analyses (Tab.3, Annexe 2), l'interaction des facteurs «salinité» et «champignons endophytes» a mis en évidence un effet significatif avec une valeur $F_{3,6}$=48,31 (P=0).

Les résultats moyens des pourcentages de germination finaux (Fig.20A) montrent que le taux final de germination des graines témoins (0meq/l de NaCl) a été estimé à 100%. Une importante réduction de germination a été enregistrée chez les graines traitées par une concentration de NaCl de 400meq/l, inscrivant un taux de 15,6%.

Au niveau des lots conduits à 600 et 800meq/l de NaCl, aucune percée de téguments par la radicule n'a été observée, justifiant ainsi l'absence de toute germination des graines de blé dur.

Contrairement, la totalité des graines (100%) ont pu germer en présence des champignons endophytes *E. phragmospora, Ph.betae* et *Ch. coarctatum*. Une faible réduction de la germination a été constatée chez les graines inoculées par *A. chlamydospora, F. equiseti* et *F. graminearum*, notant des taux de 99,6 ; 99,4 et 97%, respectivement.

Sous le traitement combiné champignons endophytes/salinité 400meq/l, les plus hautes valeurs finales de germination ont été enregistrées par *A. chlamydospora, F. equiseti* et *F. graminearum* (>90%). Des valeurs relativement inférieures de l'ordre de 87,4 ; 85,6 et 81,8% ont été obtenues par *P. betae, E. phragmospora* et *Ch. coarctatum*, respectivement.

Dans le dispositif 600meq/l de NaCl, un taux de germination élevé par rapport aux autres champignons (71,2%) a été obtenu par les graines de blé dur traitées par *Ch. coarctatum*. Alors que pour celles infectées par *E. phragmospora, F. graminearum, A. chlamydospora, F. equiseti* et *Ph. betae*, des taux de germination avoisinant 59,8 ; 58,2 ; 57 ; 57 et 48,4% ont été enregistrées, respectivement.

Un important amincissement de la germination a été remarqué après inoculation des graines de blé dur par les endophytes, sous stress salin 800meq/l. En conséquence, les taux de germination finaux étaient inférieurs à 50%, pour l'ensemble des champignons testés.

II.2.2. Orge

L'analyse de la variance des résultats obtenus montre que les différentes solutions salines utilisées ($F_{3,6}$=2944,143 à P=0) ainsi que les différents champignons endophytes ($F_{3,6}$=90,499 à P=0) agissent d'une manière significative sur le taux final de germination des graines d'orge (Tab.1 et 2, Annexe 2).

Comme chez le blé dur, un taux final de 100% a été également enregistré par les graines d'orge témoins (Fig.20B). Ce dernier diminue avec l'augmentation de la concentration saline du milieu de germination, exhibant une valeur de 33,2% au niveau du lot conduit à 400meq/l de NaCl. Alors qu'une inhibition totale de la germination des graines traitées par les solutions de 600 et 800meq/l de NaCl a été notée. Les niveaux de salinité 600 et 800meq/l peuvent être considérés comme des seuils inhibiteurs du processus de germination chez les deux espèces étudiées.

L'inoculation des graines d'orge par les souches fongiques, dans les boites témoins révèlent des taux de germination comparables à ceux décelés en leur absence. Ainsi, toutes les graines ont été germées (100%) après leur exposition à *E. phragmospora, A. chlamydospora, Ph. betae, F. equiseti* et *Ch. coarctatum*. Le traitement des graines par *F. graminearum* diminue légèrement le taux de germination (89,4%).

L'interaction entre les deux facteurs «salinité» et «champignons endophytes» a révélé une différence significative par l'étude de la variance des taux de germination avec $F_{3,6}$=25,277 et P<0,05 (Tab.3, Annexe 2).

Au niveau du traitement combiné salinité 400meq/l et champignons endophytes, des taux de valeurs inférieures à celles enregistrées par les graines de blé dur ont été notés. La valeur la plus élevée a été observée après infection de ces dernières par l'endophyte *Ch. coarctatum* (91%), alors que celles de 82,6 ; 79 et 68,8% ont été enregistrées respectivement par *A. chlamydospora, E. phragmospora* et *P. beta*. Les données, relativement, les plus faibles ont été enregistrées par les deux espèces de *Fusarium* (65,6% pour *F. equiseti* et 64.4% pour *F. graminearum*).

Contrairement au blé dur, le plus faible taux de germination des graines d'orge (24,2%) a été montré par *Ch. coarctatum*, sous stress salin 600meq/l de NaCl. L'infection des graines d'orge par *E. phragmospora, A. chlamydospora, Ph. betae, F. equiseti* et *F. graminearum*, a permis d'inscrire des taux de germination inférieurs à 50%.

La germination des graines d'orge inoculées par les différents champignons endophytes sous traitement salin 800meq/l est encore plus affectée par comparaison au blé dur ; taux de graines germées ne dépassant pas 25%.

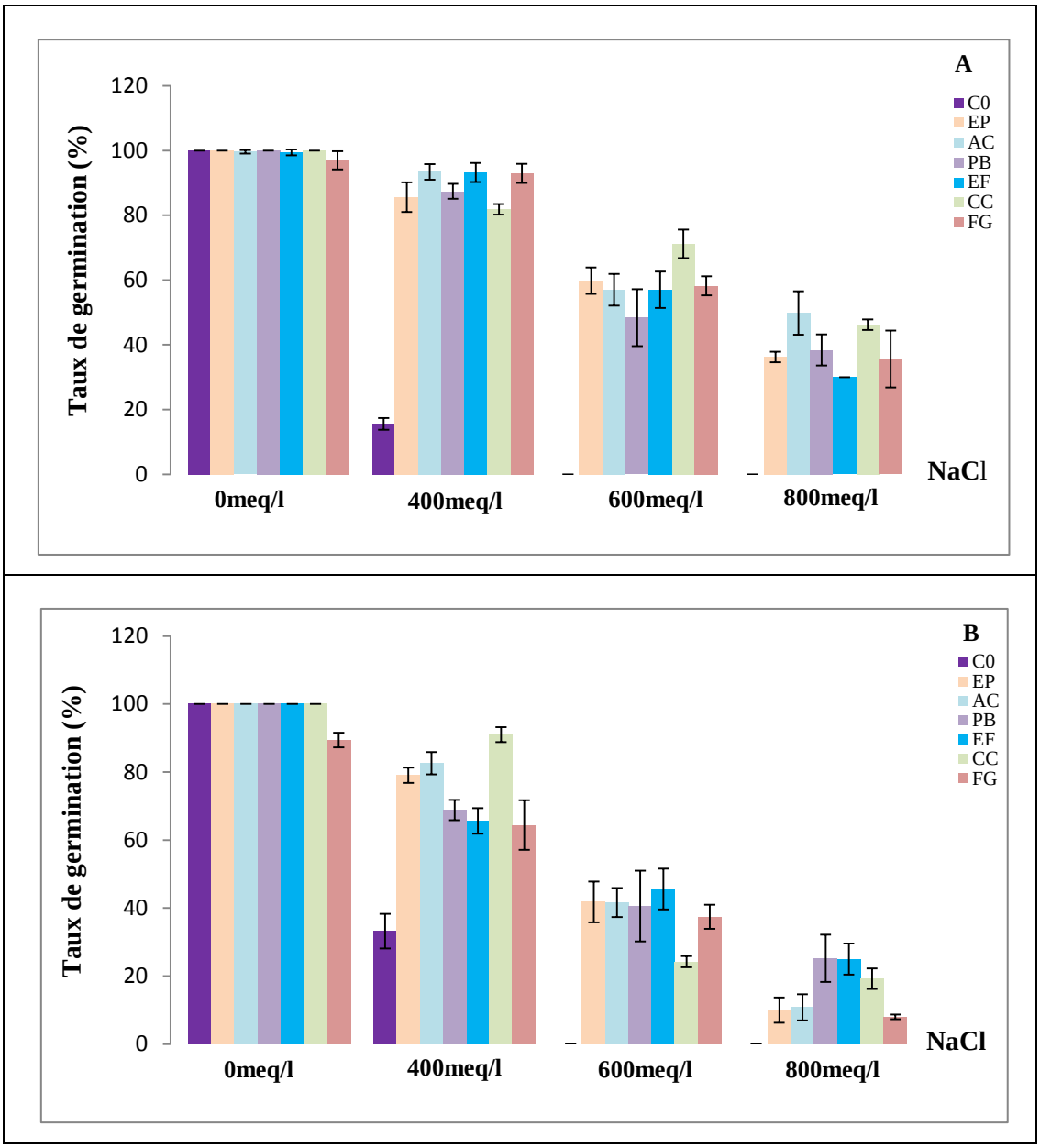

Figure 20 : Effet des endophytes: C0: Absence de champignons endophytes; EP: *E. phragmospora*; AC: *A. chlamydospora*; PB: *Ph. betae*; FE: *F. equiseti*; CC: *Ch. coarctatum*; FG*: F. graminearum*, en conditions de salinité, sur les taux de germination finaux (%) du blé dur (A) et de l'orge (B).

II.3. Longueur de la coléoptile

La croissance de la partie aérienne a été mesurée après 128h de mise en germination des graines.

II.3.1. Blé dur

L'étude statistique des résultats de la longueur de la coléoptile (Tab.4, 5 et 6, Annexe 3) révèle que l'effet de la salinité sur la diminution de la longueur de la coléoptile est d'autant plus prononcé dans les milieux les plus concentrés en NaCl ($F_{3,6}$= 432,107 à P=0). De même, ces résultats sont aussi bien influencés par les solutions de champignons endophytes appliquées avec $F_{3,6}$=2,579 (P<0,05). L'action de l'effet combiné salinité champignons endophytes reste variable et dépend de la concentration saline du milieu de germination et de la nature des champignons ($F_{3,6}$=7,572 et P<0,05).

La comparaison des moyennes par le test de Newman-Keuls au seuil de 5% a permis de mieux évaluer ces résultats. C'est au niveau du lot témoin que s'affiche la plus longue coléoptile avec 3,14±0,46cm. Cependant, pour celle du lot conduit à 400meq/l, une longueur de 0,26±0,08cm a été indiquée. Mais aucune croissance n'a été observée chez le blé dur introduit dans la solution saline de 600 et 800meq/l de NaCl (Fig.21A).

Dans les mêmes conditions précédentes, des résultats distincts se sont annoncés, en présence des endophytes. Ainsi, la figure 21A indique que les plus longues coléoptiles, caractérisées par des moyennes de 2,15±0,34cm et 2,11±1,13cm, ont été produites par les graines de blé traitées par *Ph. betae* et *E. phragmospora*, respectivement en absence de toute contrainte saline. La diminution de la longueur des coléoptiles a été remarquée également chez les graines inoculées par *F. equiseti*, *Ch. coarctatum*, *F. graminearum* et *A. chlamydospora* avec respectivement 1,77±0,73 ; 1,65±0,74 ; 1,57±0,56 et 1,36±0,88cm.

Fait important, au niveau des lots salés, malgré la disponibilité des champignons endophytes, de faibles croissances des coléoptiles ont été constatées. En effet, dans l'essai conduit avec 400meq/l, la longueur moyenne ne dépasse guère la barrière de 0,6cm. Au sein des traitements salins 600 et 800meq/l, cette longueur est inférieure à 0,5cm pour l'ensemble des champignons testés.

II.3.2. Orge

Comme chez le blé dur, le facteur «salinité» affecte négativement et d'une manière significative la longueur de la coléoptile à $F_{3,6}$= 746,427 et P<0,05 (Tab.4, Annexe 3). Dans les conditions non stressantes, l'orge forme une coléoptile plus longue que celle accomplie par le blé dur avec 8,26±1,31cm. Cette dernière diminue, également, avec l'application du stress salin 400meq/l (0,06±0,01cm). Alors que sa croissance est totalement inhibée au niveau des lots 600 et 800meq/l (Fig.21B).

Une différence significative ($F_{3,6}$=14,524 et P<0,05) a été révélée par comparaison (Test de Newman-Keuls) des longueurs de coléoptiles formées par les graines traitées par les différents endophytes (Tab.5, Annexe 3).

Il est à noter que même chez l'orge, les valeurs enregistrées semblent être largement inférieures à celles obtenues dans le lot témoin. En effet, en absence de sel, des longueurs de l'ordre de 3,71±1,26, 3,06±0,37, 2,65±0,51 et 2,04±0,49cm ont été notées par les graines inoculées par *F. graminearum*, *Ch. coarctatum*, *E. phragmospora* et *F. equiseti*, respectivement. Alors que les longueurs les plus faibles ont été enregistrées par *A. chlamydospora* (1,56±0,6cm) et *P. betae* (1,41±0,68cm). Ces données s'avèrent plus élevées chez l'orge que chez le blé dur (Fig.21B).

L'interaction entre les endophytes testés et les différentes situations salines indique des modifications importantes dans l'élaboration de cette longueur avec $F_{3,6}$=65,467 et P<0,05 (Tab.6, Annexe 3).

Au niveau du lot conduit à 400meq/l, des longueurs supérieures à celles formées par les graines de blé dur ont été inscrites, soient 3,99±0,67 ; 3,90±0,01 ; 3,42±0,95 ; 2,92±0,71 ; 2,34±0,57 et 2,03±0,54cm pour *E. phragmospora*, *A. chlamydospora*, *Ch. coarctatum*, *F. equiseti*, *F. graminearum* et *Ph. betae*, respectivement ; valeurs supérieures à celles montrées par ces champignons en absence du sel (Excepté pour *F. graminearum* : 2,34±0,57cm).

Au sein des traitements salins 600 et 800meq/l, des réactions différentes de la croissance des coléoptiles ont été constatées. Au niveau du lot conduit à 600meq/l aucune croissance de la coléoptile n'a été observée sous *A. chlamydospora*, *Ph. betae*, *F. equiseti* et *F. graminearum*. Des valeurs de 0,47±0,07 et 0,15±0,05cm ont été enregistrées par les graines d'orge traitées par *E. phragmospora* et *Ch. coarctatum*, respectivement.

La réduction de la longueur de la coléoptile a été plus conséquente chez l'orge sous salinité 800meq/l, ne dépassant 0,15cm suite à l'inoculation des graines par *E. phragmospora* et *A.* chlamydospora et elle est absente au niveau des graines traitées par *Ph. betae*, *F. equiseti*, *Ch. coarctatum* et *F. graminearum*.

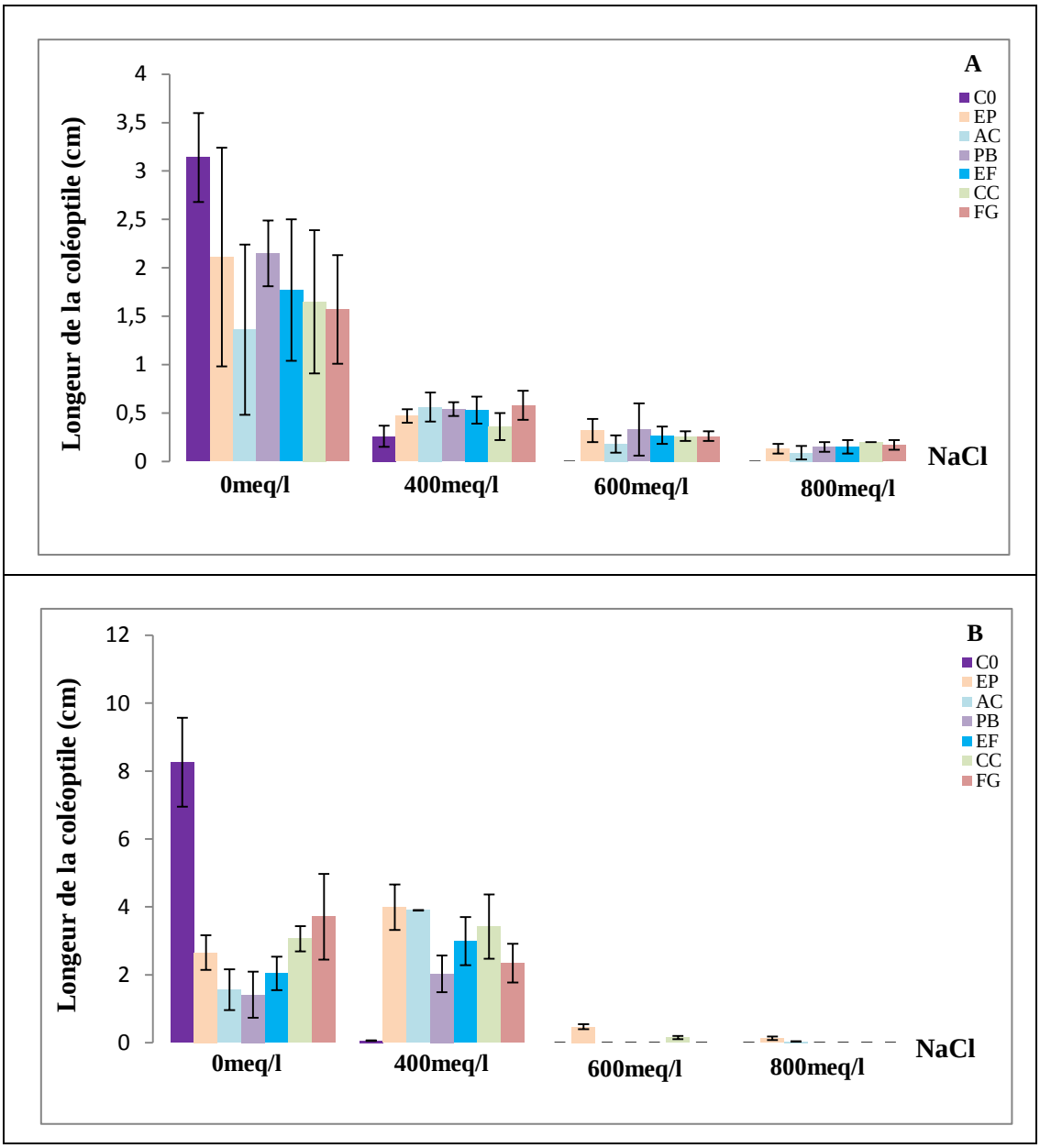

Figure 21 : Effet des endophytes: C0: Absence de champignons endophytes; EP: *E. phragmospora*; AC: *A. chlamydospora*; PB: *Ph. betae*; FE: *F. equiseti*; CC: *Ch. coarctatum*; FG*: F. graminearum*, en conditions de salinité, sur la longueur de la coléoptile (cm) du blé dur (A) et de l'orge (B).

II.4. Longueur de la radicule

La croissance de la partie racinaire chez le blé dur et l'orge a été mesurée après 128h de mise en germination des graines.

II.4.1. Blé dur

L'analyse des résultats obtenus sur la longueur de la radicule des graines de blé dur (Tab.7, Annexe 4) révèle que les variations de cette caractéristique s'opèrent d'une manière inverse des niveaux de salinités appliqués (P<0,05).

Les données moyennes illustrées dans la figure 22A montrent d'importantes variations de la longueur des radicules à travers les différents traitements salins. C'est au niveau du lot témoin (0meq/l) que cette longueur est la plus élevée (6,36±1,13cm). Elle subit une réduction importante avec l'augmentation de la concentration saline du milieu de germination où elle est égale à 0,25±0,08cm au niveau du lot conduit à 400meq/l. La croissance de la radicule était absente chez les lots conduits à 600 et 800meq/l de NaCl.

La comparaison des moyennes par le test de Newman-Keuls montre que l'effet du facteur «champignons endophytes» est important sur cette longueur avec $F_{3,6}$=4,299 et P=0,00018 (Tab.8, Annexe 4). La longueur de la radicule la plus élevée a été enregistrée sous l'effet du traitement des graines par *E. phragmospora* (5,52±0,08cm). Alors que la plus faible longueur estimée à 3,88±1,15cm a été inscrite par *F. graminearum*.

Les mêmes analyses signalent que l'interaction entre les deux facteurs «salinité» et «champignons endophytes» (Tab.9, Annexe 4) provoque une modification notable dans l'élaboration de cette longueur (P<0,05) où la plus longue radicule a été formée par les graines de blé dur inoculées par *E. phragmospora* avec une valeur de 2,93±0,7cm, tandis que la plus faible a été enregistrée par celle inoculées par *F. equiseti* sous traitement salin 400meq/l. De faibles longueurs (<2,5cm) ont été enregistrées par les graines de blé dur traitées par les différents endophytes sous conditions de salinité 600 et 800meq/l.

II.4.2. Orge

Comme chez le blé dur, l'analyse de la variance à deux facteurs a mis en évidence l'effet du facteur «salinité» (Tab.7, Annexe 4) sur la longueur de la radicule (P<0,05). La figure 22B montre que c'est au niveau du lot témoin (0meq/l) que la variété d'orge $Saida_{183}$ a enregistrée une radicule de 7,07±1,01cm, cette longueur est supérieure à celle enregistrée par le blé dur. La croissance à une concentration de 400meq/l de sel est moins défavorisée chez l'orge (1,08±0,37cm) par comparaison au blé dur, mais elle est comparable pour des concentrations de 600 et 800meq/l de NaCl ; aucune croissance n'a été initiée.

L'effet du facteur «champignons endophytes» sur les graines d'orge semble être plus important que celui cité chez le blé dur avec $F_{3,6}$=9,497 et P<0,05 (Tab.8, Annexe 4).

Contrairement au blé dur, les moyennes enregistrées indiquent que l'endophyte *F. graminearum* a permis à l'orge d'enregistrer la croissance maximale de la radicule avec 4,77±1,14cm. Par contre, la plus faible de 3±0,48cm a été obtenue par les graines traitées par *P. betae*. Des longueurs intermédiaires ont été enregistrées chez les graines d'orge inoculées par les souches fongiques *Ch. coarctatum, F. equiseti, E. phragmospora, A. chlamydospora* avec respectivement 4,28±0,58cm, 3,74±0,90cm, 3,55±0,87cm, et 3,35±0,81cm.

Les moyennes observées sur l'interaction des deux facteurs (Tab.9, Annexe 4) ont été comparées par la méthode de Newman-Keuls au seuil de signification 5% ($F_{3,6}$=38,892 et P<0,05). La présence des champignons endophytes en conditions stressantes a pu mieux améliorer la croissance de la partie racinaire chez l'orge par rapport au blé dur (Fig.21B). Les moyennes sont comprises entre 5,56±1,35cm et 3,77±0,60cm. Ces extrêmes ont été enregistrées chez les graines d'orge traitées par *A. chlamydospora* et *Ph. betae* sous traitement salin 400meq/l, respectivement.

Hormis l'endophyte *E. phragmospora* (0,89±0,26cm), au niveau du lot conduit à 600meq/l de sel, une action similaire a été montrée par les champignons endophytes sur la croissance de la partie racinaire. Ainsi, des longueurs de l'ordre de 2,1±0,51cm, 2,08±0,45cm, 2,02±0,23, 1,78±1,66cm et 1,72±0,48cm ont été affichées par *Ph. betae, F. equiseti, A. chlamydospora, Ch. coarctatum* et *F. graminearum,* respectivement.

La croissance semble être, certainement, affectée sous condition de salinité 800meq/l, la longueur de la partie racinaire atteint sa valeur maximale en présence de *F. equiseti* (1,57±0,31), tandis que celle-ci s'avère la plus faible en présence d' *E. phragmospora* avec 0,27±0,06cm.

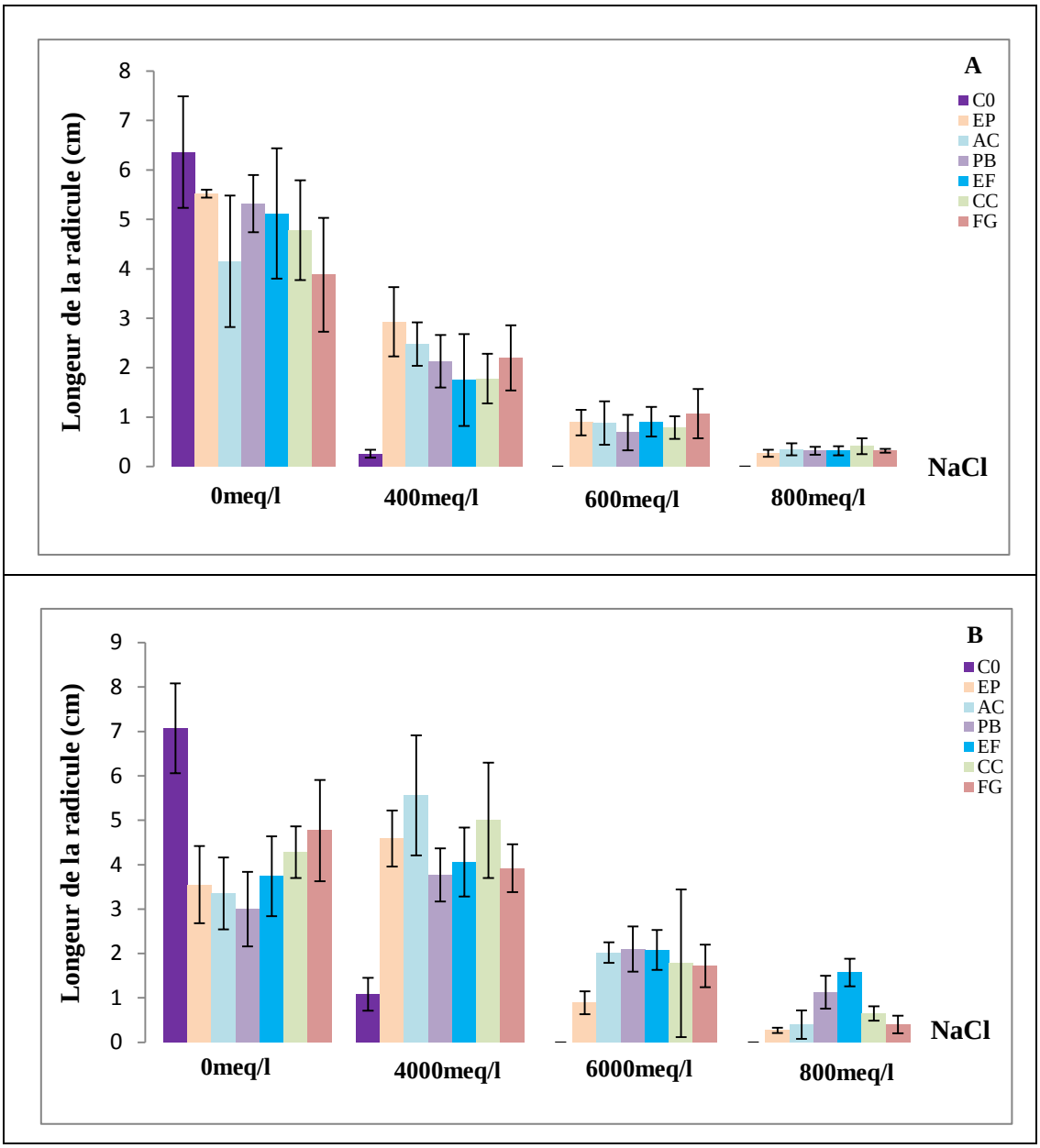

Figure 22: Effet des endophytes: C0: Absence de champignons endophytes; EP: *E. phragmospora*; AC: *A. chlamydospora*; PB: *Ph. betae*; FE: *F. equiseti*; CC: *Ch. coarctatum*; FG*: F. graminearum*, en conditions de salinité, sur la longueur de la radicule (cm) du blé dur (A) et de l'orge (B).

II.5. Nombre de racines totales

Le nombre de racines totales formées par le blé dur et l'orge a été estimé après 128h de mise en germination des graines.

II.5.1. Blé dur

L'analyse de la variance à deux facteurs (Tab.10, Annexe 5) révèle un effet significatif des différentes concentrations salines appliquées sur le nombre des racines élaborées par le blé dur (P<0,05).

Les résultats de la figure 23A montrent qu'à l'échelle du traitement témoin, le nombre de racines formées est de 5±0racines. La réduction du nombre de racines reste tributaire de l'intensité du stress salin appliqué. Une importante réduction de nombre de racines totales a été enregistrée par le blé au niveau du traitement salin 400meq/l, inscrivant ainsi un nombre moyen de 1±0racine. Ce nombre devient nul au niveau des lots conduits à 600 et 800meq/l.

La comparaison des moyennes à l'aide du test de Newman-Keuls a mis en évidence l'effet du facteur «champignons endophytes» (Tab.11, Annexe 5) avec $F_{3,6}$=28,151 et P<0,05. La valeur maximale du nombre de racines a été enregistrée, sans stress salin, par les graines de blé traitées par les endophytes *F. equiseti* et *Ch. coarctatum* avec 5±0racines, alors que celles infectées par *E. phragmospora* formaient le plus faible nombre avec une racine chacune.

L'interaction des facteurs «salinité» et «champignons endophytes» (Tab.12, Annexe 5) influent significativement sur l'élaboration des racines ($F_{3,6}$=11,877 et P<0,05). Au niveau du lot conduit à 400meq/l, le nombre le plus élevé de racines avec 4,1±0,88 ; 4±0,94 et 3,9±0,88racines a été enregistré par les graines de blé inoculées par *Ph. betae*, *A. chlamydospora* et *F. equiseti*, respectivement. Une faible réduction de ce nombre a été retenue en présence des souches fongiques *E. phragmospora*, *Ch. coarctatum* et *F. graminearum* avec respectivement 3,1±0,57 ; 3,1±0,88 et 3±0racines.

Par comparaison des moyennes (Fig.23A), les graines de blé inoculées par les différents champignons forment presque le même nombre de racines sous conditions de salinité 600meq/l (Environ 2racines/graine). Parallèlement, au niveau du lot conduit à 800meq/l, une réduction du nombre de racines formées a été enregistrée par les graines de blé en présence des différents endophytes (Environ 1racine/graine).

II.5.2. Orge

Comme chez le blé dur, le facteur «salinité» présente de même un effet significatif (Tab.10, Annexe 5) sur le nombre de racines élaborées par les graines d'orge (P<0,05).

Le nombre moyens de racines développées par les graines témoins est de 5,7±0,68racines. Ce paramètre se trouve affecté au niveau du traitement salin 400meq/l de NaCl avec 2,5racines/graine, soit un taux de diminution égale à 56,14%. La sensibilité de la culture d'orge aux conditions de stress plus salin (600 et 800meq/l) est la même que celle du blé dur ; aucune croissance n'a été observée (Fig.23B).

Chez l'orge, l'analyse des données moyennes a décelé l'influence de l'inoculation des graines par les différents champignons endophytes (Tab.11, Annexe 5) avec $F_{3,6}$=47,626 et P<0,05. Dans les conditions non salines, par rapport aux autres champignons endophytes, le nombre de racines le plus élevé détecté sur les graines d'orge inoculées par *F.graminearum* est de 6±0racines, alors qu'un nombre d'environ 5racines/graine a été formé par les graines traitées par *E. phragmospora*, *A. chlamydospora*, *Ph. betae*, *F. equiseti* et *Ch. coarctatum* (Fig.23B).

Contrairement au blé dur, dans les milieux salés, l'élaboration de ce paramètre a été mieux améliorée chez l'orge après inoculation des champignons endophytes avec $F_{3,6}$=13.699 et P<0,05 (Tab.12, Annexe 5). Les graines d'orge infectées forment une moyenne de 5racines sous 400meq/l de NaCl et 3racines au niveau du lot conduit à 600meq/l.

En conditions de 800meq/l de NaCl, le nombre de racines se trouve moins affecté par rapport au blé dur. De ce fait, le nombre de racines le plus élevé a été enregistré chez les graines d'orge traitées par *F. equiseti*, *Ph. betae* et *E. phragmospora* avec respectivement 3±0,82, 2,9±0,57 et 2,1±0,74racines. Dans ces mêmes conditions de salinité, des taux de réduction estimés à 68,42%, 71,93% et 75,44% ont été enregistrés en présence de *Ch. coarctatum* (1,8±0,92racines), *F. graminearum* (1,6±0,7racines) et *A. chlamydospora* (1,4±0,7racines), respectivement.

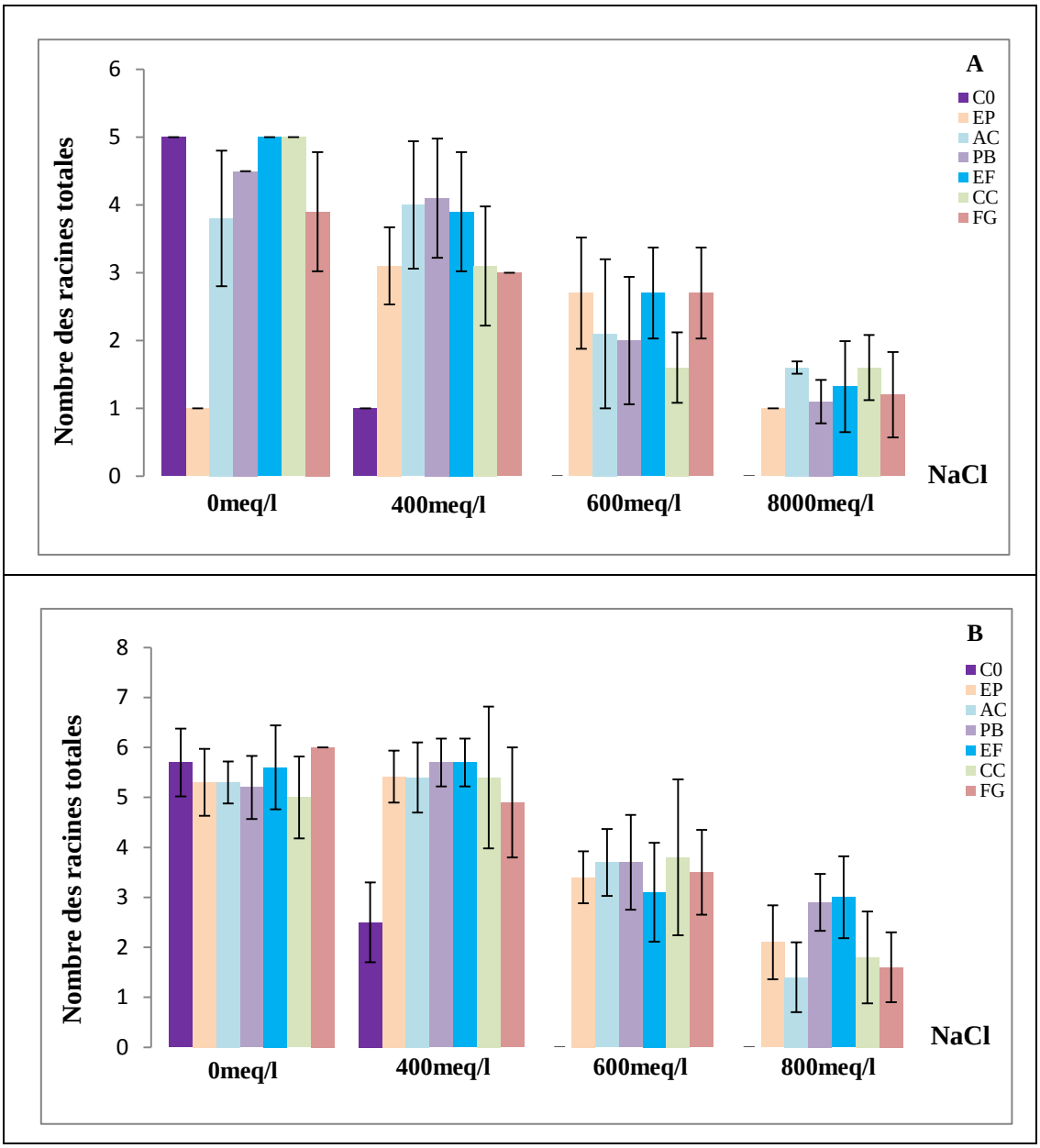

Figure 23 : Effet des endophytes: C0: Absence de champignons endophytes; EP: *E. phragmospora*; AC: *A. chlamydospora*; PB: *Ph. betae*; FE: *F. equiseti*; CC: *Ch. coarctatum*; FG*: F. graminearum*, en conditions de salinité, sur le nombre de racines totales formées par le blé dur (A) et l'orge (B).

Expérimentation 03 : Analyse des effets des champignons endophytes sur le blé dur et l'orge cultivés sur sols salés

Les plantes de blé et d'orge ont été cultivées sur des sols naturellement salés, après avoir été inoculées par les champignons endophytes : *Embellisia phragmospora*, *Alternaria chlamydospora*, *Phoma betae*, *Fusarium equiseti*, *Chaetomium coarctatum* et *Fusarium graminearum*.

Les résultats obtenus sont présentés ci-dessous. Ils sont d'ordres morphologique, physiologique et biochimique.

III.1. Paramètres morphologiques

Les résultats de l'analyse de la variance des différents paramètres morphologiques étudiés sont présentés sur le tableau 13, annexe 6 (Blé dur et orge).

III.1.1. Taux de levée

Le pourcentage de levée varie entre les deux espèces, notant qu'il est resté inchangé après 28 jours d'expérimentation.

III.1.1.1. Blé dur

L'analyse de la variance à deux facteurs a révélé un effet significatif des facteurs «salinité du sol» et «champignons endophytes» sur le taux de levée de blé dur (P<0,05).

L'interaction de ces deux facteurs a mis également en évidence une différence significative de la sensibilité des graines de blé à la salinité des sols, en présence des différents champignons avec $F_{2,7}$=6,786 et P<0,05.

La comparaison des moyennes par le test Newman-Keuls au seuil de 5% a permis de mieux évaluer ces résultats (Fig.24A).

Un taux de levée total (100%), en présence et en absence des différents champignons endophytes, a été enregistré par les graines de blé dur cultivées sur le sol faiblement salé (2,5dS/m). Alors qu'il a été estimé à 50%, en absence du traitement des graines pas les champignons endophytes, au niveau du lot conduit sur sol moyennement salé (8dS/m). Sur le même lot, la valeur maximale du taux de levée évaluée à 90% a été enregistrée en présence d'*E. phragmospora*. Les taux de l'ordre de 70 ; 66,67 et 56,67% ont été inscrits respectivement par les graines de blé dur traitées par *Ph. betae*, *Ch. coarctatum* et *A. chlamydospora*. Une sérieuse réduction de levée a été notée en présence de *F. equiseti* et du traitement contenant le mélange des endophytes. Alors qu'une absence de levée a été consignée chez les graines de blé dur traitées par l'endophyte *F. graminearum*.

Contrairement, la levée des graines de blé dur, cultivées sur un sol fortement salé (14dS/m), a été totalement inhibée en absence des champignons endophytes (0%). De même, aucune levée n'a été observée chez les graines traitées par *Ph. betae*, *F. equiseti*, *Ch. coarctatum* et *F. graminearum* et par

l'ensemble des champignons confondus. Par ailleurs, celle du blé traitée par *E. phragmospora* et *A. chlamydospora* a été évaluée respectivement à raison de 20 et 16,66%.

III.1.1.2. Orge

Tout comme chez le blé dur, l'analyse de la variance à deux critères de classification a mis en évidence des effets significatifs des facteurs «salinité» et «champignons endophytes» sur le taux de levée des graines d'orge (P<0,05).

L'interaction des deux facteurs «salinité» et «champignons endophytes» avec $F_{2,7}$=3,181 et P=0,00143 traduit l'existence d'une différence significative de l'action de la salinité des sols sur le taux de levée des graines d'orge traitées par les champignons endophytes.

Que ce soit en présence ou en absence des champignons endophytes, un taux de levée de 100% a été estimé lorsque les graines d'orge ont été cultivées sur les sols faiblement et moyennement salés (Fig. 24B).

Par contre, sur sol fortement salé, en absence du traitement des graines par les champignons endophytes, une réduction importante a été obtenue, soit 60% de graines levées. L'effet de la salinité a été alors atténué chez les graines d'orge inoculées par *Ph. betae*, *A. chlamydospora*, *Ch. coarctatum* et *E. phragmospora* avec 86,67 ; 83,33 ; 70 et 66,67%, respectivement. Des taux de levée plus faibles ont été enregistrés en présence des deux espèces de *Fusarium* (*F. equiseti* et *F. graminearum*) et du mélange des endophytes avec 53,33 ; 36,67 et 20%, respectivement.

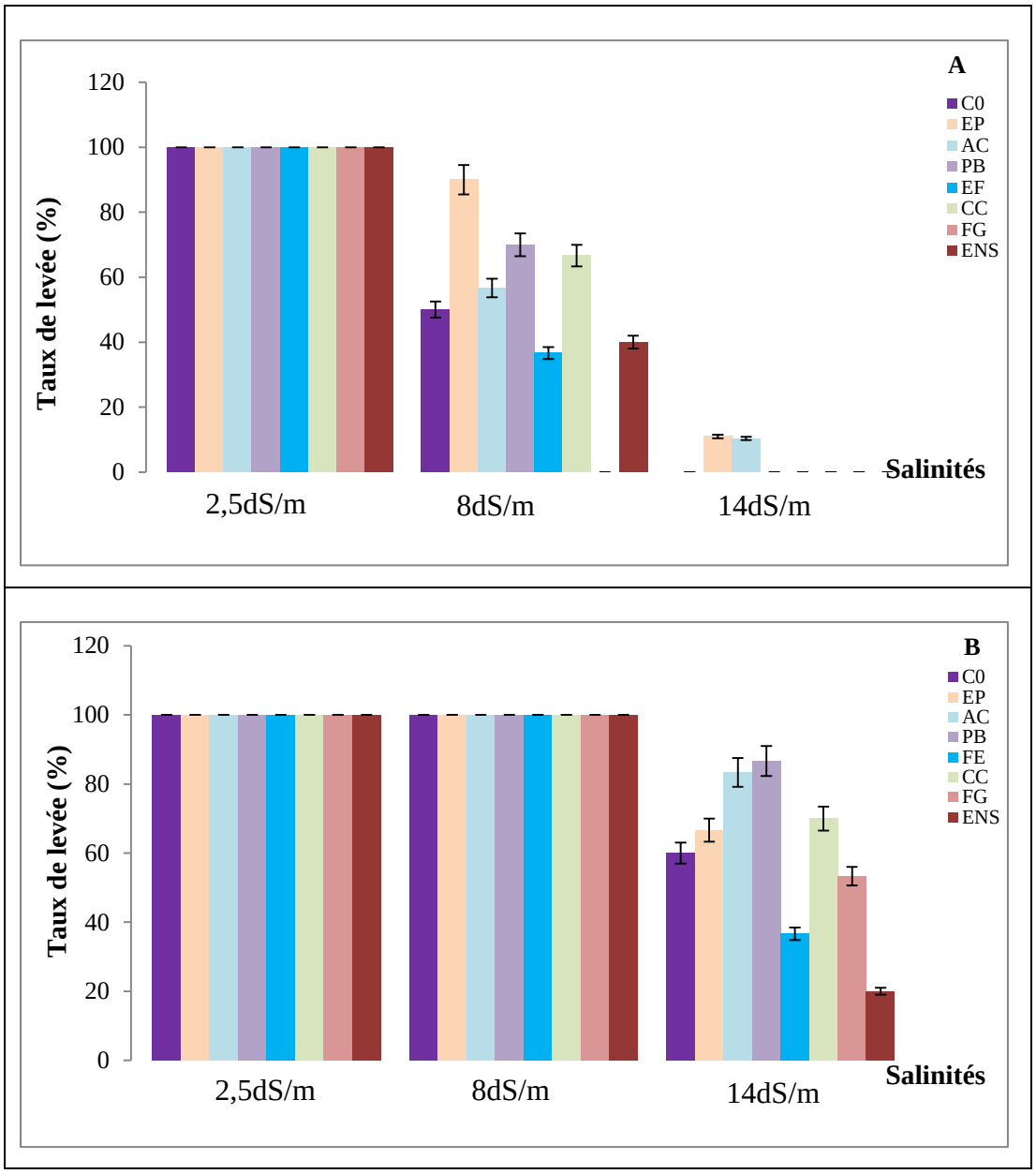

Figure 24 : Taux de levée (%) du blé dur (A) et de l'orge (B), sous stress salin et application des champignons endophytes : C0: Absence de champignons endophytes; EP: *E. phragmospora*; AC: *A. chlamydospora*; PB: *Ph. betae*; FE: *F. equiseti*; CC: *Ch. coarctatum*; FG*: F. graminearum*; ENS: Mélange des endophytes.

III.1.2. Longueur de la racine principale

La longueur de l'axe racinaire de blé dur et d'orge a été mesurée après 101 jours d'expérimentation (du 25 Janvier 2017 jusqu'au 5 Mai 2017).

III.1.2.1. Blé dur

Le traitement des données par l'analyse de la variance montre que les facteurs «salinité» et «champignons endophytes» ne semblent être à l'origine d'aucune variation significative de la longueur de l'axe racinaire (P>0,05).

L'interaction des deux facteurs est sans influence notable sur l'expression de la longueur des racines avec $F_{2,7}$=1.5471 et P=0,1851.

Les plants de blé dur, conduits sur sol à conductivité électrique 2,5dS/m en absence de champignons endophytes, présentent des axes racinaires compris entre 9 et 12,5cm, soit une longueur moyenne de 10,7±1,75cm (Fig.25A). Sur ce même sol, des longueurs moyennes de l'ordre de 14,8±7,73 ; 14,03±5,35 ; 11±2 et 11,17±4,07cm ont été inscrites après inoculation par les endophytes *E. phragmospora*, *F. graminearum*, *A. chlamydospora* et *Ph.betae*, respectivement. Une longueur de 7,3±1,57cm a été inscrite par *F. equiseti*.

En absence des champignons endophytes, les graines de blé dur cultivées sur sol à conductivité électrique 8dS/m montrent une racine principale d'une longueur de 8,67±1,07cm. Des racines principales avec des longueurs voisines de 10,63±1,25 ; 10,8±4,85 et 10,4±0,65cm ont été enregistrées respectivement sous traitements d'*A. chlamydospora*, *Ph. betae* et *F. equiseti*. Des longueurs correspondant à 8,63±2,4 et 7,27±1,05cm ont été notées en présence de *E. phragmospora* et *Ch. coarctatum*. Alors qu'elle a été totalement inhibée chez les graines traitées par *F. graminearum*.

Au niveau du lot conduit sur sol à conductivité électrique 14dS/m, aucune croissance de la racine principale n'a été enregistrée en absence des champignons endophytes et en présence du traitement des graines par les endophytes *Ph. betae*, *F. equiseti*, *Ch. coarctatum*, *F. graminearum* et le mélange des différentes souches. Cependant, la croissance de l'axe racinaire a été estimée à 11±4 et 10,35±0,15cm, respectivement en présence d'*E. phragmospora* et *A. chlamydospora*.

III.1.2.2. Orge

Comme chez le blé dur, l'analyse de la variance à deux critères de classification montre que les facteurs «salinité» et «champignons endophytes» ne présentent aucun effet significatif sur la croissance de l'axe racinaire (P>0.05).

Contrairement au blé dur, et dans la même perspective des analyses l'interaction des facteurs «salinité» et «champignons endophytes» a mis en évidence un effet significatif avec une valeur $F_{2,7}$= 2,025 et *P*=0,0448.

Sur un sol à salinité 2,5dS/m et en absence de traitement par les endophytes, les graines d'orge ont émis un axe racinaire d'une longueur de 9,53±2,12cm. La longueur des racines principales est maximale chez les graines d'orge traitées par *E. phragmospora* (15,8±4,12cm) et *Ph. betae* (15,5±3,29cm) suivies par celles inoculées par *A. chlamydospora* (13,4±1,87cm). Des longueurs de 12,1±3,85 ; 11,17±2,85 ; 10,33±1,23cm, ont été obtenues respectivement par *Ch. coarctatum*, *F. equiseti* et *F. graminearum*. Une faible longueur de 6,57±2,29cm a été estimée en présence de traitement contenant l'ensemble des champignons endophytes (Fig.25B).

Sur un sol à salinité moyenne de 8dS/m, la comparaison des moyennes par le test Newman-Keuls au seuil de 5% montre que la longueur de l'axe racinaire principal a été limitée par une valeur maximale de 17,27±2,57cm, résultat donné par les graines traitées par *E. phragmospora* et une autre de valeur minimale 10,53±2,72cm donnée par celles inoculées par *F. graminearum* (Fig.25B). En absence des champignons endophytes a été enregistrée une longueur de 13,77±5,09cm. Des valeurs de 14,3±1,28 ; 13,33±0,72 et 13,13±1,86cm ont été enregistrées respectivement en présence de *F. equiseti*, *A. chlamydospora* et *Ph. betae*. Des longueurs plus faibles ont été enregistrées en présence de *Ch. coarctatum* (11,7±4,88cm) et le traitement contenant l'ensemble des endophytes (12,9±2,31cm).

Les graines d'orge cultivées sur un sol à forte salinité de 14dS/m, ont enregistré des axes racinaires de faibles longueurs avec une valeur de 11,83±0,75cm en absence des champignons endophytes et de 11,47±1,65 et 12,57±4,22cm respectivement en présence d'*A. chlamydospora* et *Ph. betae*. Les plus longues racines ont été enregistrées chez les graines traitées par *Ch. coarctatum*, *F. graminearum* et l'ensemble des endophytes (19,87±6,90 ; 17,9±2,14 et 16,27±1,50cm, respectivement) suivies par celles inoculées par *F. equiseti* (14,93±4,95cm) et *E. phragmospora* (14,43±0,75cm).

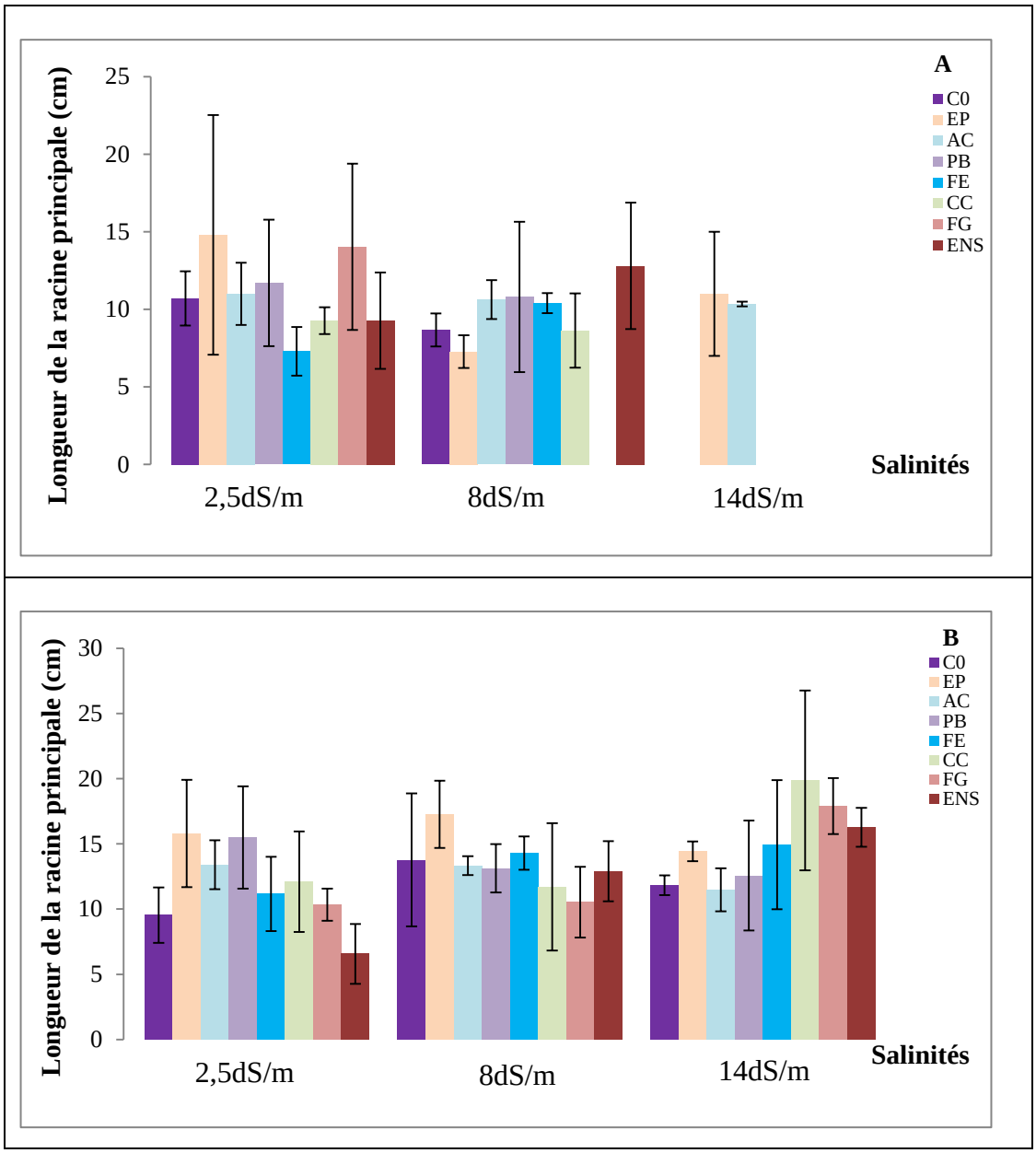

Figure 25 : Longueur de l'axe racinaire principal (cm), formé par le blé dur (A) et l'orge (B) sous stress salin et application des champignons endophytes : C0: Absence de champignons endophytes; EP: *E. phragmospora*; AC: *A. chlamydospora*; PB: *Ph. betae*; FE: *F. equiseti*; CC: *Ch. coarctatum*; FG*: F. graminearum*; ENS: Mélange des endophytes.

III.1.3. Hauteur de la plante

Les mesures des hauteurs des plantes de blé dur et d'orge ont été effectuées à la fin de l'expérimentation.

III.1.3.1. Blé dur

Les résultats des analyses de la variance montrent que la valeur du facteur «salinité» était de $F_{2,7}$=3,2949 et P=0,04921, ce qui traduit l'existence d'une différence significative de l'action des différents sols sur la hauteur de la plante. Ces mêmes analyses indiquent que le facteur «champignons endophytes» ainsi que l'interaction des deux facteurs ne présentent aucun effet significatif sur l'expression de ce paramètre (P>0,05).

En absence des champignons endophytes, la hauteur de blé dur cultivé sur sol à salinité 2,5dS/m, a été estimée à 92,1±2,18cm. Des hauteurs de l'ordre de 84,13±21,6 ; 83,86±16,97 ; 83,63±2,81 ; 81,67±2,08 ; 79,66±4,16 ; 75,63±4,13 et 73,1±3,73cm ont été notées respectivement chez le blé dur traité par les champignons endophytes *E. phragmospora*, *F. graminearum*, *Ch. Coarctatum*, *A. chlamydospora*, *Ph. betae* et *F. equiseti* et par l'ensemble des champignons endophytes (Fig.26A).

Sur sol moyennement salé (8dS/m) et en absence de tout traitement par des champignons endophytes une hauteur de 81,83±2,67cm a été inscrite. Des hauteurs mesurant 83,3±7,97 ; 77,23±5,18 ; 74,07±6,45 ; 70,53±5,11 ; 70,33±8,98 et 68,17±24,83cm ont été notées respectivement en présence de *Ph. betae*, *A. chlamydospora*, *Ch. coarctatum*, *E. phragmospora*, *F. equiseti* et l'ensemble des champignons endophytes.

Sur le sol à salinité 14dS/m, la hauteur de la plante a été estimée à 67,6±24,4 et 67,1±8,4cm chez le blé dur en présence d'*E. phragmospora* et *A. chlamydospora*, respectivement.

III.1.3.1. Orge

Contrairement au blé dur, l'analyse de la variance n'a révélé aucun effet significatif du facteur «salinité» sur le paramètre étudié ($F_{2,7}$=1,245 et P=0,29698).

Tout comme le blé dur, aucune signification n'a été montrée par le facteur «champignons endophytes» et l'interaction des deux facteurs (P>0,05).

Les moyennes enregistrées se sont montrées statistiquement égales. Effectivement, Celle notée par les graines d'orge cultivées sur sol à salinité 2,5dS/m est d'environ 73,7±12,20cm de hauteur, en absence des champignons endophytes. Cette dernière estimation ressemble aux données obtenues par *E. phragmospora* (84±11,03cm) et *F. equiseti* (80,63±11,79cm). Des hauteurs de 79,13±2,63 ; 77,1±4 ; 75,87±2,06 et 71,26±6,79cm ont été obtenues respectivement en présence de *Ph. betae*, *Ch. coarctatum*, *F. graminearum* et *A. chlamydospora*. Alors que la hauteur inscrite suite au

traitement des graines par l'ensemble des champignons endophytes confondus a été évaluée à 60,66±12,4cm (Fig.26B).

Au niveau du lot conduit sur sol à salinité 8dS/m et en absence des champignons endophytes, la hauteur de la plante était de 88,2±10cm. En présence des endophytes, cette hauteur reste limitée entre 91,93±5cm (*E. phragmospora*) et 79,6±6,15cm (*A. chlamydospora*).

Enfin dans le dispositif mené à un sol à salinité 14dS/m et sans champignons endophytes, la hauteur enregistrée a été estimée à 74,8±1,21cm. Au niveau du même sol et avec inoculation par les champignons endophytes, cette hauteur varie entre 74±6,11cm (*E. phragmospora*) et 81,37±11,42cm (*Ch. coarctatum*).

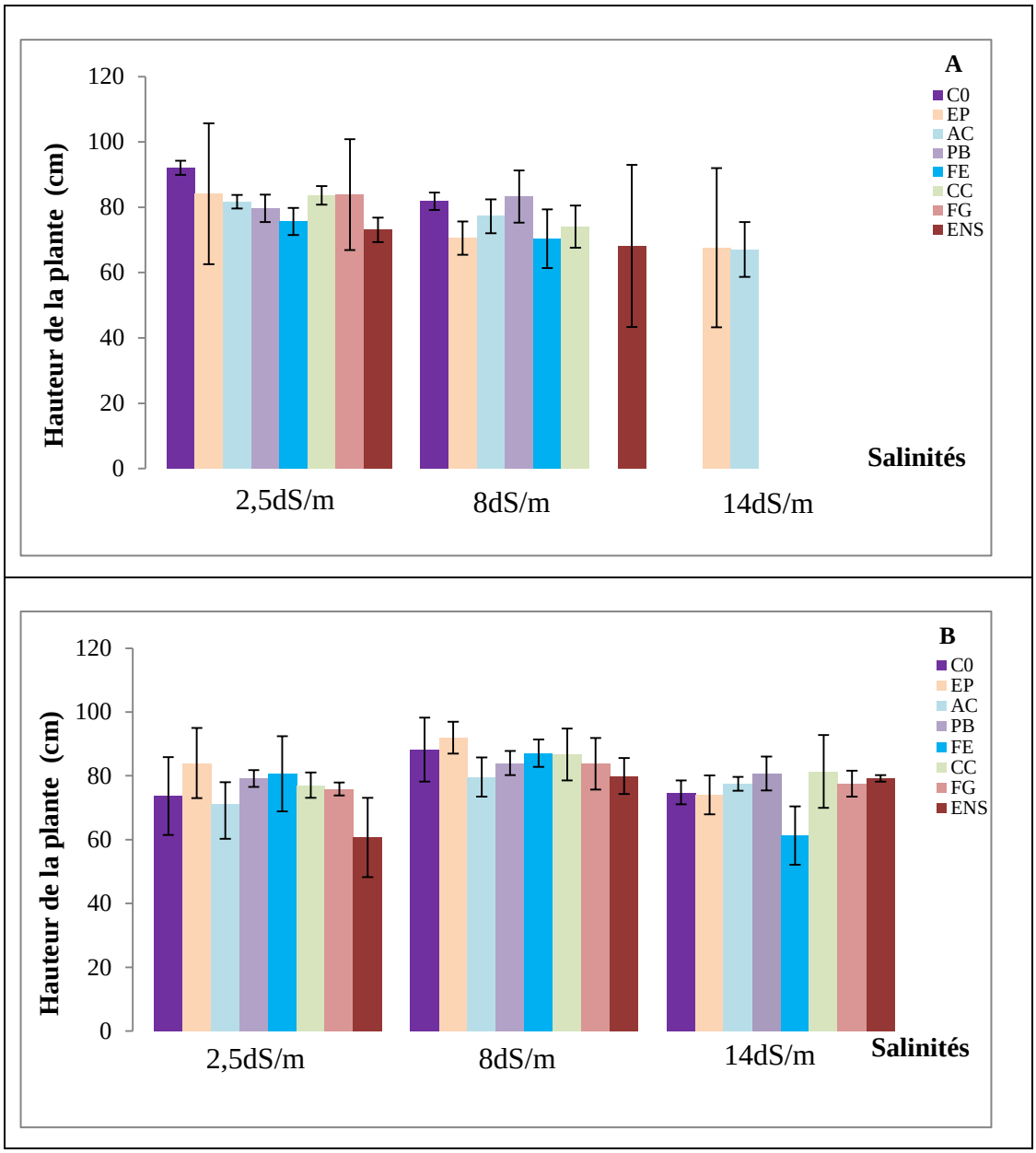

Figure 26 : Hauteur (cm) des plantes de blé dur (A) et d'orge (B) sous stress salin et application des champignons endophytes : C0: Absence de champignons endophytes; EP: *E. phragmospora*; AC: *A. chlamydospora*; PB: *Ph. betae*; FE: *F. equiseti*; CC: *Ch. coarctatum*; FG*: F. graminearum*; ENS: Mélange des endophytes.

III.1.4. Surface foliaire

Pour la mesure de la surface foliaire, une moyenne de trois mesures de la dernière feuille bien développée a été établie pour chaque traitement.

III.1.4.1. Blé dur

L'étude statistique des résultats obtenus montre que l'expression de ce paramètre est influencée par les différentes traitements de champignons endophytes avec $F_{2,7}$=2,8647 et P=0,0183704 ; l'effet du facteur «salinité» est important où $F_{2,7}$= 9,9002 et P= 0,0004091. Par contre, l'interaction de ces deux facteurs ne présente aucune signification ($F_{2,7}$=0,7699 et P=0,6163582).

Sur sol faiblement salé (2,5dS/m), la comparaison des moyennes (Fig.27A) indique que la surface foliaire du blé dur semble être faible avec 18,6±4,21cm², alors que celle la plus élevée a été enregistrée chez les graines traitées par *F. graminearum* (34,88±15,23cm²). Une surface foliaire moyenne de 25cm² a été obtenue sur les traitements *E. phragmospora, A. chlamydospora, Ph. betae* et *Ch. coarctatum*. Des valeurs de 22,9±15,6 et 20,76±6,6cm² ont été enregistrées en présence de *F. equiseti* et sur le traitement mélange des champignons endophytes, respectivement.

Sur sol moyennement salé (8dS/m), la surface foliaire a engendré des mesures plus faibles sur les différents traitements, cette diminution est beaucoup plus prononcée en absence des champignons endophytes avec 6,57±1,54cm² et en présence de *F. equiseti* et *Ch. coarctatum* avec 12,93±4,46 et 11,43±2,39cm², respectivement. Alors qu'une surface foliaire de 26,66±8,38cm² a été obtenue en présence de *Ph. betae*. Des mesures de 21,16±3,85 ; 16,35±7,83 et 15,68±5,46cm² ont été enregistrées respectivement sur les traitements *A. chlamydospora*, le mélange de la totalité des champignons et le traitement *E. phragmospora*.

Sur sol fortement salé (14dS/m), la surface foliaire varie entre 9,18±4,34cm² (*E. phragmospora*) et 13,29±3,21cm² (*A. chlamydospora*).

III.1.4.2. Orge

Comme chez le blé dur, la valeur du facteur «salinité» avec $F_{2,7}$= 35,327 à P=0 montre l'existence d'une différence significative de l'action des différentes salinités des sols sur la surface foliaire de l'orge.

Contrairement au blé dur, le traitement des données par l'analyse de la variance a mis en évidence un effet significatif de l'interaction entre «salinité» et «champignons» avec une valeur $F_{2,7}$=2,061 et P=0,03225 et un effet non significatif du facteur «champignons» (P>0.05).

Les résultats obtenus (Fig.27B) montrent que l'orge conduite sur sol faiblement salé (2,5dS/m) sans champignons endophytes présente une surface foliaire de 30,5±5,76cm². En présence des champignons *E. phragmospora* et *Ph. betae*, il a été enregistré des surfaces foliaires de 33,56±0,32 et

32,61±2,49cm², respectivement. La surface foliaire du traitement *A. chlamydospora* est de 30,67±3,33cm². Des surfaces de 30,27±2,49 ; 29,74±7,66 et 26,05±4,27cm² ont été obtenues respectivement en présence de *F. graminearum*, *F. equiseti* et *Ch. coarctatum*. La surface la plus réduite a été inscrite par l'orge en présence de l'ensemble des champignons endophytes (22,78±1,95cm²).

Sur le sol moyennement salé (8dS/m), la surface foliaire a été estimée à 17,36±5,24cm² en absence des champignons, et à 15,95±3,69 ; 15,16±3,69 et 14,84±3,34cm² respectivement en présence d'*E. phragmospora*, *Ch. coarctatum* et *F. graminearum.* Après traitement avec l'ensemble des champignons, l'orge développe une surface maximale avec 21,34±5,45cm². Des surfaces de 20±2,28 ; 19,20±2,53 et 18,76±4,95cm² ont été obtenues respectivement sur les traitements par *F. equiseti*, *A. chlamydospora* et *Ph. betae*.

Sur sol à forte salinité (14dS/m), l'orge enregistre une surface foliaire de 21,54±3,83cm² en absence des champignons endophytes. Cependant, son inoculation par l'ensemble des champignons endophytes a inscrit une surface foliaire de l'ordre de 30,14±10,97cm². Une surface foliaire d'environ 23cm² a été notée chez l'orge traitée par *Ph. betae*, *F. equiseti* et *Ch. coarctatum*. Des surfaces relativement moins importantes de 20,6±4,12 ; 17,27±2,67 et 14,92±1,91cm² ont été enregistrées respectivement en présence d'*E. phragmospora*, *F. graminearum* et *A. chlamydospora*.

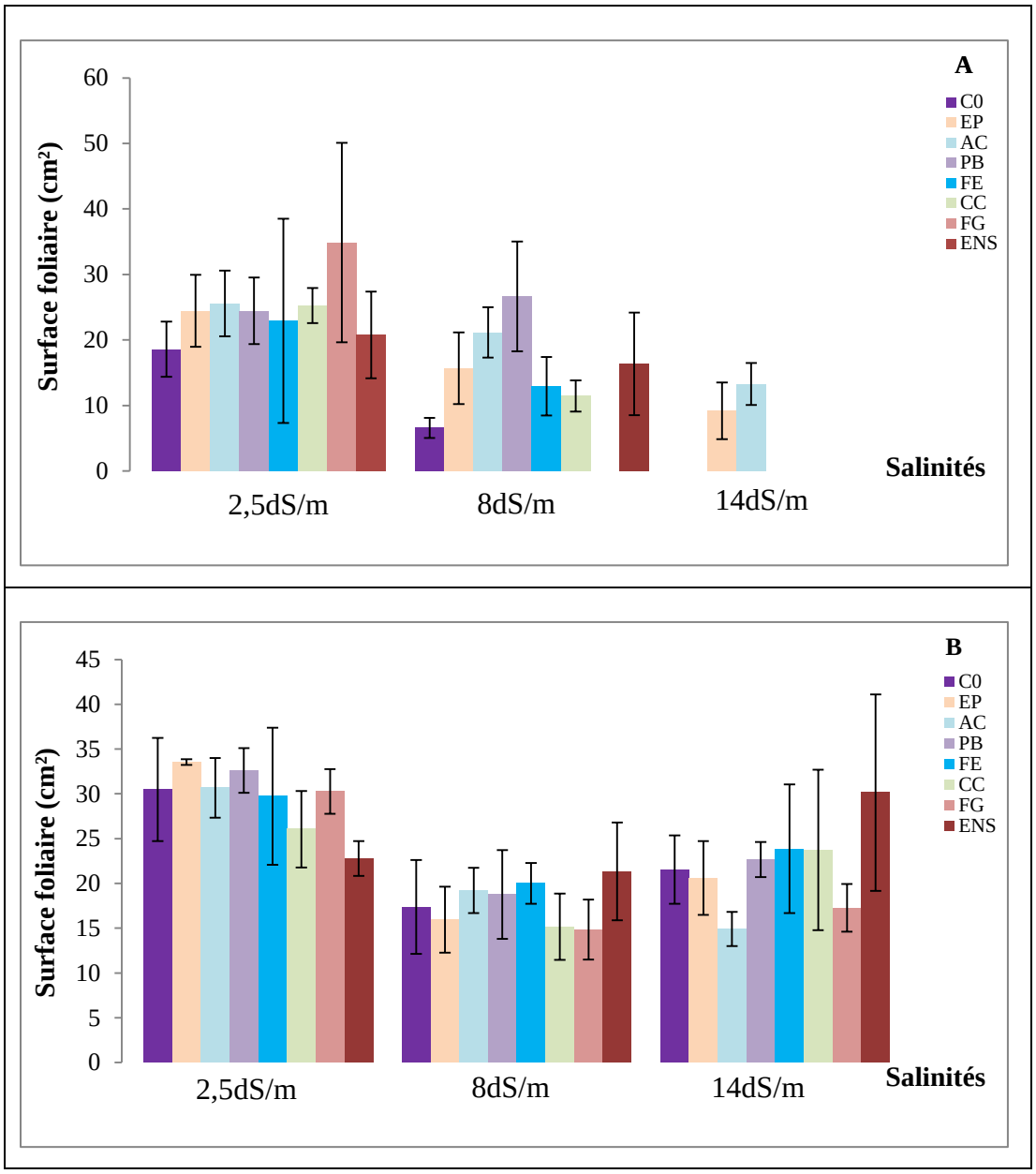

Figure 27 : Surface foliaire (cm²), enregistrée chez le blé dur (A) et l'orge (B) sous stress salin et application des champignons endophytes : C0: Absence des endophytes; EP: *E. phragmospora*; AC: *A. chlamydospora*; PB: *Ph. betae*; FE: *F. equiseti*; CC: *Ch. coarctatum*; FG*: F. graminearum* ; ENS: Mélange des endophytes.

III.1.5. Matières sèches

La matière sèche des parties aériennes et souterraines ont été déterminées à la fin de l'expérimentation.

III.1.5.1. Matière sèche racinaire

III.1.5.1.1. Blé dur

Le facteur «salinité» montre son effet significatif sur ce paramètre avec $F_{2,7}$=3,5561 à P=0,04031. Par contre, le facteur «champignons» et l'interaction des deux facteurs ne montre pas de différences significatives (P>0,05).

A l'échelle du lot conduit sur sol à conductivité électrique 2,5dS/m, une biomasse sèche racinaire de 0,12±0,08g a été enregistrée sur le traitement sans champignons endophytes. La plus grande valeur de ce paramètre a été inscrite en présence du champignon *F. graminearum* avec 0,28±0,2g et les plus faibles sur les traitements *F. equiseti*, *Ch. coarctatum* et le mélange des endophytes (0,03±0,02 ; 0,07±0,06 et 0,08±0,03g, respectivement). Les traitements par *E. phragmospora*, *Ph. betae* et *A. chlamydospora* ont inscrit 0,16±0,01 ; 0,13±0,02 et 0,12±0,07g, respectivement (Fig.28A).

Une biomasse racinaire de 0,13±0,07g a été engendrée sur le sol à conductivité électrique 8dS/m en absence des champignons endophytes. Alors que celles détectées en présence des endophytes, fluctuent entre 0,1±0,08g (*A. chlamydospora*) et 0,02±0g (*E. phragmospora*).

Sur un sol à conductivité 14dS/m, cette biomasse est de 0.18g sur en présence des endophytes *E. phragmospora* et *A. chlamydospora*.

III.1.5.1.2. Orge

Comme chez le blé dur, l'analyse de la variance a révélé un effet significatif du facteur «salinité» sur la biomasse racinaire de l'orge avec $F_{2,7}$=3,838 et P=0,02786. Aucune différence significative n'a été observée sur les différents traitements par les champignons endophytes (P>0,05). Contrairement au blé dur, l'interaction entre «salinité» et «champignons endophytes» influence légèrement la matière sèche racinaire de l'orge avec $F_{2,7}$=2,02 et P=0,03622.

La figure 28B montre qu'au niveau du sol à faible salinité (2,5dS/m), la biomasse racinaire inscrite par l'orge en absence des champignons endophytes est de 0,54±0,48. Une biomasse maximale de 0,66±0,39g a été enregistrée en présence du champignon *A. chlamydospora*. La matière sèche se réduit à raison de 0,44±0,23 ; 0,33±0,28 ; 0,25±0,2 ; 0,21±0,05 ; 0,12±0,03g en présence de *F. graminearum*, *E. phragmospora*, *Ch. coarctatum*, *Ph. betae* et *F. equiseti*, respectivement. Celle-ci est fortement réduite suite au traitement des graines par l'ensemble des champignons endophytes, soit 0,09±0,03g.

Sur le sol moyennement salé (8dS/m), la matière sèche racinaire enregistrée par l'orge est de 0,25±0,12g en absence des champignons endophytes. Les valeurs les plus faibles de la biomasse racinaire ont été enregistrées en présence d'*A. chlamydospora* avec 0,07±0,03g et de *Ch. coarctatum* avec 0,08±0,03g. Celle avec 0,55±0,5g a été inscrite chez l'orge traitée par *F. equiseti*. Des valeurs voisines ont été obtenues en présence d'*E. phragmospora*, *F. graminearum* et *Ph. betae* (0,15±0,07 ; 0,13±0,1 et 0,12±0,1g, respectivement).

Sur sol à forte salinité (14dS/m), une faible biomasse racinaire de 0,11±0,01g a été enregistrée en absence des champignons endophytes. Les valeurs estimées à 0,25±0,11 et 0,24±0,18g ont été enregistrées respectivement suite au traitement des graines par l'ensemble des champignons endophytes et par *Ph. betae* suivie de celles traitées par *A. chlamydospora*, *Ch. coarctatum* et *F. graminearum* avec respectivement 0,21±0,07 ; 0,18±0,14 et 0,16±0,11g. La matière sèche racinaire enregistrée chez les traitements par *E. phragmospora* et *F. equiseti* ont tous deux des valeurs de 0,13g.

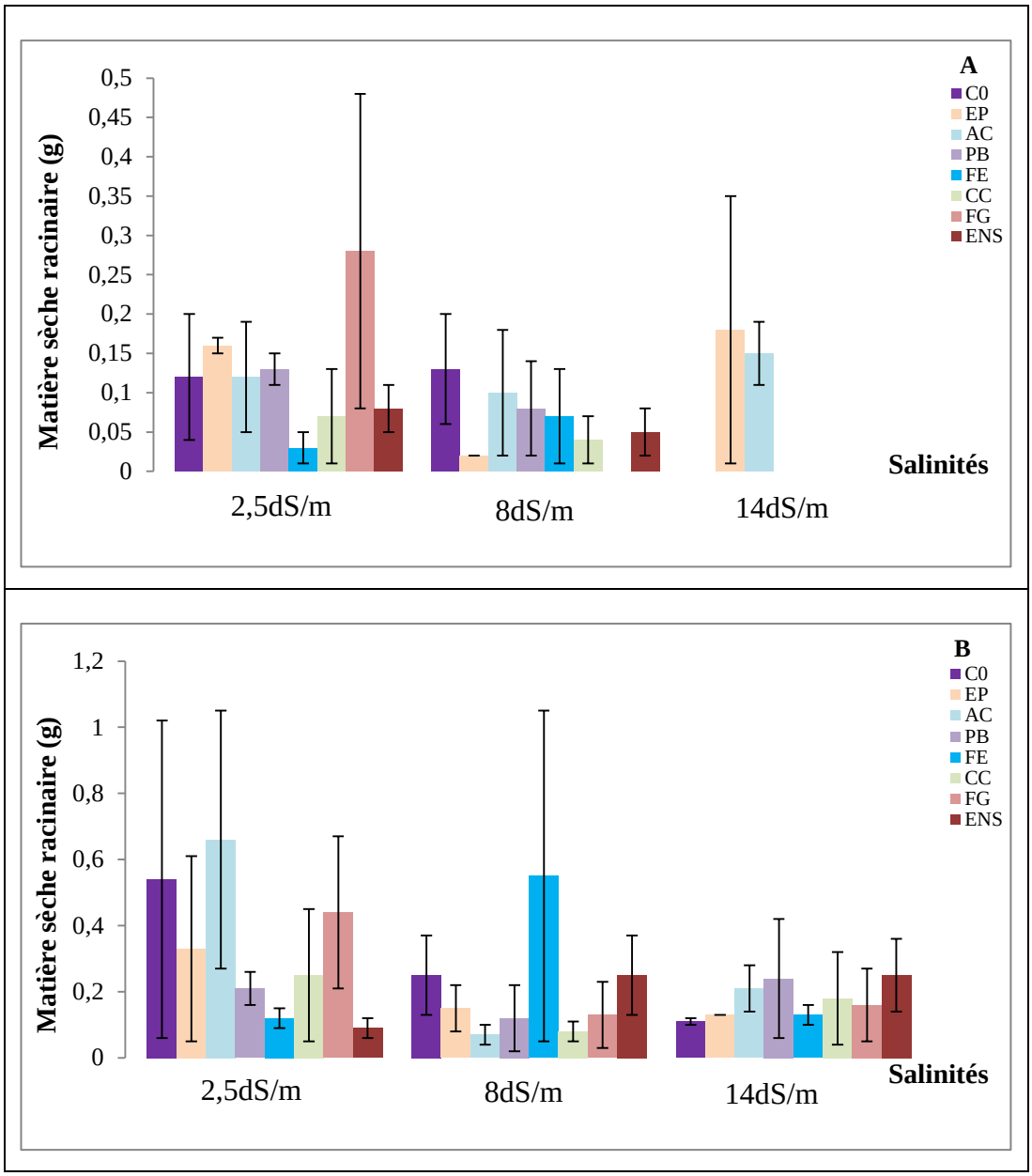

Figure 28 : Variations de la matière sèche racinaire (g), constatées chez le blé dur (A) et l'orge (B) sous stress salin et application des champignons endophytes : C0: Absence des endophytes; EP: *E. phragmospora*; AC: *A. chlamydospora*; PB: *Ph. betae*; FE: *F. equiseti*; CC: *Ch. coarctatum*; FG*: F. graminearum* ; ENS: Mélange des endophytes.

III.1.5.2. Matière sèche aérienne

III.1.5.2.1. Blé dur

Les résultats de l'analyse de la variance révèlent que la matière sèche de la partie aérienne est dépendante de la salinité du sol avec $F_{2,7}$=19,7069 et P=0,000002642. Les champignons endophytes permettent également de montrer des différences significatives d'expression de cette variable ($F_{2,7}$=2,9761 et P=0,01654).

L'interaction des deux facteurs ne présentent pas de différences sur l'expression de ce paramètre (P>0,05).

La comparaison des moyennes (Fig.29A) montre que sur un sol faiblement salé, au niveau du blé non traité aux champignons endophytes, une masse de 2,37±1,06g de matière sèche aérienne a été produite. Celle-ci augmente à 3±0,94g en présence de *Ch. coarctatum*, suivi par *Ph. betae* (2,79±0,87g). Alors que la plus faible a été enregistrée au niveau du traitement conduit en présence simultané de tous les endophytes (1,16±0,75g). Des biomasses de 2,31±0,29 ; 2,14±0,61 ; 1,9±0,44 et 1,83±0,64g a été notées respectivement en présence d'*E. phragmospora*, *A. chlamydospora*, *F. equiseti* et *F. graminearum*.

La figure 29A montre que les valeurs de la matière sèche de la partie aérienne obtenues sur un sol à salinité 8dS/m sont comprises entre 1,76±0,86g (*Ph. betae*) et 0,48±0,34g (*F. equiseti*).

Cette biomasse s'avère plus affectée sur un sol à 14dS/m de salinité où elle a été estimée à environ 0,6g.

III.1.5.2.2. Orge

Contrairement au blé dur, les facteurs «salinité» et «champignons endophytes» ne présentent aucune influence significative sur la biomasse aérienne de l'orge (P>0,05).

Comme le blé dur, l'interaction des deux facteurs exerce une action insignifiante sur cette caractéristique (P>0,05).

La matière sèche aérienne de l'orge, cultivée sur un sol à faible salinité, sans présence d'endophytes, a été estimée à 1,22±0,70g. Les valeurs de 1,69±0,27 ; 1,59±0,57 ; 1,41±0,61 ; 1,32±0,04 et 1,29±0,42g ont été enregistrées respectivement en présence de *F. equiseti*, *Ph. betae*, *F. graminearum*, *Ch. coarctatum* et *E. phragmospora* (Fig.29B). Comparativement, les plus faibles valeurs de matière sèche notées ont été inscrites chez l'orge traitée avec *A. chlamydospora* (0,72±0,7g) et l'ensemble des champignons endophytes (0,93±0,43g).

Sur sol moyennement salée la biomasse aérienne de l'orge varie entre des extrêmes de 1,83±0,89g (*Ph. betae*) et 1,17±0,2 (*A. chlamydospora*).

A l'échelle du lot conduit sur sol à forte salinité, Les plus faibles valeurs de la matière sèche aérienne ont été enregistrées en absence des champignons endophytes (0,59±0,03g) et en présence de *F. equiseti* (0,61±0,52g) et *E. phragmospora* (0,88±0,48g). La valeur la plus élevée avec 2,71±1,66g a été enregistrée chez l'orge traitée par l'ensemble des champignons, suivie par celle inscrite en présence de *Ph. betae* avec 2,24±0,96g. Des valeurs de 1,70±0,25 ; 1,52±1,03 et 1,28±0,91g ont été estimées respectivement en présence d'*A. chlamydospora*, *Ch. coarctatum* et *F. graminearum*.

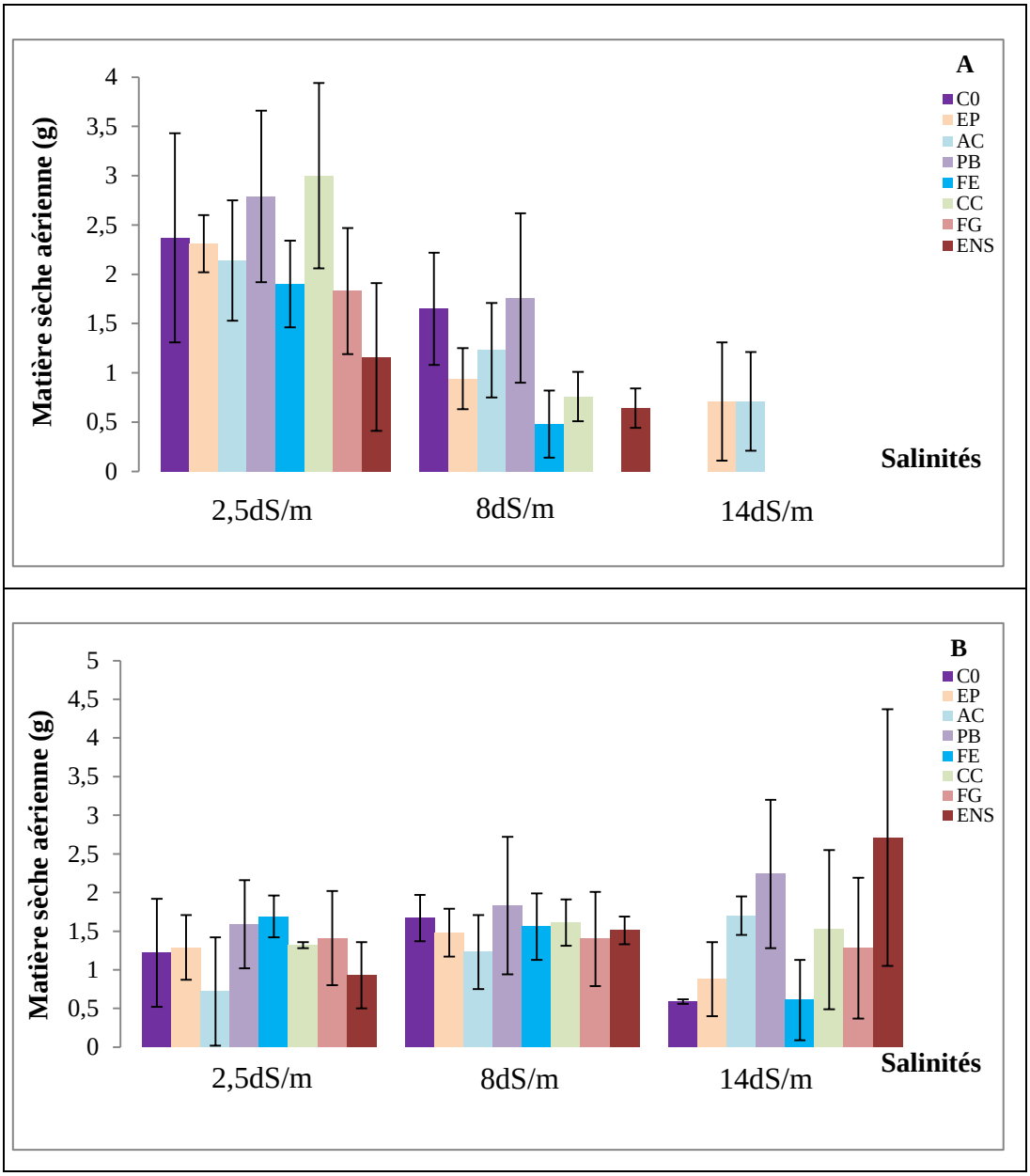

Figure 29 : Variations de la matière sèche aérienne (g), constatées chez le blé dur (A) et l'orge (B) sous stress salin et application des champignons endophytes : C0: Absence des endophytes; EP: *E. phragmospora*; AC: *A. chlamydospora*; PB: *Ph. betae*; FE: *F. equiseti*; CC: *Ch. coarctatum*; FG*: F. graminearum* ; ENS: Mélange des endophytes.

III.2. Paramètres physiologiques

Les résultats de l'analyse de la variance des paramètres physiologiques étudiés sont présentés sur le tableau 14, annexe 6 (Pour le blé dur et l'orge).

III.2.1. Teneur relative en eau

Les variations de la teneur relative en eau des feuilles ont été mesurées chez le blé dur et l'orge à la fin de l'expérimentation.

III.2.1. Blé dur

L'estimation de cette caractéristique démontre qu'elle se trouve influencée d'une manière significative par le facteur «salinité» avec $F_{2,7}$=13,4760 et P=0,00005681.

Par contre, le facteur «champignons» ainsi que l'interaction des deux facteurs «salinité» et «champignons endophytes» n'exercent aucune action notable sur cette teneur (P>0,05).

La teneur relative en eau chez le blé dur cultivé sur un sol à faible salinité (Fig.30A), en absence des endophytes, est de 51,39±11,39%. Les teneurs de 61,51±1,67 ; 61,35±1,84 ; 60,80±10,14 et 57,58±12,44% ont été enregistrées respectivement au niveau des traitements contenant *F. graminearum*, mélange des endophytes, *F. equiseti* et *Ch. coarctatum*. Les faibles valeurs ont été observées chez le blé dur traité par *Ph. betae*, *E. phragmospora* et *A. chlamydospora* avec respectivement 50,34±13,16 ; 45,47±7,98 et 44,58±8,36%.

Comparativement, Des teneurs (RWC) supérieures à celles inscrites précédemment ont été enregistrées à l'échelle des différents traitements chez le blé dur cultivé sur un sol moyennement salé. Une teneur de l'ordre de 56,87±7,57% a été notée en absence des endophytes. En présence des endophytes, ces valeurs sont comprises entre 65,60±10,15% (*F. equiseti*) et 70,42±1,95% (*E. phragmospora*).

Les teneurs estimées sur le sol fortement salé (14dS/m) sont de l'ordre de 60,15±7,62% (*A. chlamydospora*) et 61,16±8,89% (*E. phragmospora*).

III.2.2. Orge

Tout comme l'espèce précédente, l'étude des résultats statistiques obtenus à travers l'estimation du RWC montre que les variations constatées sont également influencées par les niveaux de salinité des sols avec une valeur $F_{2,7}$=9,211 et P=0,00048.

Contrairement à l'espèce précédente, cette étude a mis en évidence un effet significatif de l'action des «champignons endophytes» avec $F_{2,7}$=4,261 et P =0,00103 et de l'interaction des deux facteurs «salinité» et «champignons endophytes» avec une valeur $F_{2,7}$=3,357 et P=0,00089 sur la teneur relative en eau des feuilles.

La comparaison des moyennes par le test de Newman-Keuls (Fig.30B) indique que le RWC estimé chez l'orge cultivée sur le sol faiblement salé en absence de champignons est de 68,12±15,34%. Des teneurs de 81,28±3,76 ; 78,23±12,25 et 74,73±17,2% ont été obtenues respectivement en présence de *F. equiseti*, *Ch. coarctatum* et les six endophytes. Ces teneurs sont de l'ordre de 68,25±8,75 ; 64,17±15,9 ; 66,81±22,78 ; 67,93±14,75% en présence d'*E. phragmospora*, *Ph. betae*, *F. graminearum* et *A. chlamydospora*, respectivement.

Au niveau du lot conduit sur un sol moyennement salé, l'orge a enregistrée une teneur relative en eau de 82±5,21% en absence des endophytes. La valeur la plus élevée a été enregistrée chez l'orge inoculée par *Ph. betae* (83,69±4,29%). Des teneurs de 74,30±9,77 ; 67,84±11,89 et 43,70±36,27% ont été retenues respectivement après inoculation d'*A. chlamydospora* et *F. equiseti*. Les plus faibles valeurs ont été relevées respectivement en présence d'*E. phragmospora*, *Ch. coarctatum* et *F. graminearum* (14,35±6,37 ; 11,34±4,63 et 9,36±1,51).

Au niveau des traitements conduits sur sol à salinité 14dS/m, le RWC enregistré par l'orge en absence de toute inoculation par les endophytes est de 54,50±28,45%. En présence des différents endophytes, les valeurs de cette teneur sont comprises entre 85,69±7,12% (*Ph. betae*) et 48,39±40,61% (*F. graminearum*).

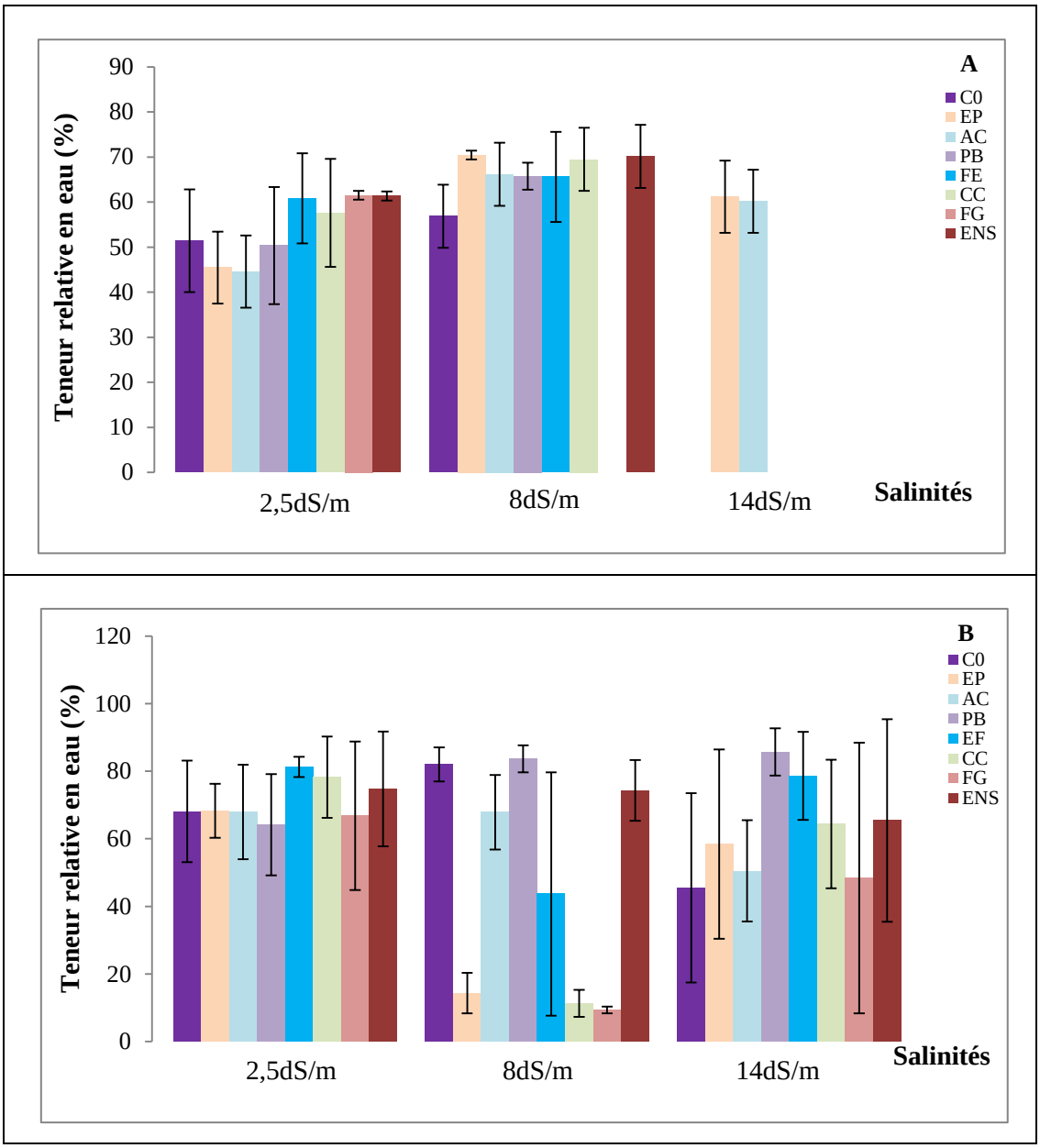

Figure 30 : Teneur relative en eau (%), enregistrées chez le blé dur (A) et l'orge (B) sous stress salin et application des champignons endophytes : C0: Absence des endophytes; EP: *E. phragmospora*; AC: *A. chlamydospora*; PB: *Ph. betae*; FE: *F. equiseti*; CC: *Ch. coarctatum*; FG*: F. graminearum* ; ENS: Mélange des endophytes.

III.2.2. Eléments minéraux

Le dosage des éléments minéraux Na^+ et K^+ a été effectué au niveau des feuilles de blé dur et d'orge à la fin de l'expérimentation.

III.2.2.1. Sodium Na^+

III.2.2.1.1. Blé dur

Les deux facteurs «salinité» et «champignons» ainsi que leur interaction semblent être sans effets marquants sur les variations de ce paramètre (P>0,05).

Selon les résultats de la figure 31A, la teneur en Na^+ accumulée au niveau des feuilles de blé dur non traité par les endophytes et cultivé sur un sol à salinité 2,5dS/m est de 35,39±22,94ppm. Semblablement, des teneurs comparables ont été enregistrées en présence de *Ch. coarctatum* (39,09±24,86ppm) et *Ph. betae* (36,63±13,65ppm). De même, des teneurs de l'ordre de 25,10±5,14 ; 22,63±12,61 ; 16,05±4,45ppm ont été signalées en présence de *F. equiseti*, *F. graminearum* et *E. phragmospora*, respectivement. Le même taux a été constaté sur les feuilles de blé dur au niveau des traitements contenant *A. chlamydospora* et les six endophytes (20,99ppm).

A l'échelle du lot conduit sur un sol à salinité 8dS/m, le taux de sodium en absence des endophytes est de 20,58±3,77ppm (moyenne inférieure à celle inscrite sur sol faiblement salé). Les résultats de la figure 30A montre des teneurs de 30,04±2,57 ; 27,57±9,27 ; 26,33±1,43 et 25,10±1,43ppm en présence d'*A. chlamydospora*, *F. equiseti*, les six endophytes mélangés et *E. phragmospora*, respectivement. Par contre, lorsque le blé dur a été inoculé par *Ph. betae* et *Ch. coarctatum*, les teneurs des feuilles en Na^+ détectées ont été de l'ordre de 25,93±2,47 et 22,63±3,97ppm, respectivement.

Sur sol fortement salé, les teneurs se chiffrent à 24±0,86ppm (*A. chlamydospora*) et 25,10±0,71ppm (*E. phragmospora*).

III.2.2.1.2. Orge

Contrairement au blé dur, l'analyse des résultats justifie l'influence de la salinité des sols sur la variation des teneurs des feuilles d'orge en sodium, avec $F_{2,7}$=5,469 et P=0,00732.

Ces analyses révèlent aussi un effet significatif du facteur «champignon» ($F_{2,7}$=6,636 et P=0,00002).

Dans la même perspective, l'interaction des deux facteurs a mis en évidence un effet, également, significatif ($F_{2,7}$=4,535 et P=0,00004).

La comparaison des moyennes par le test Newman-Keuls (Fig.31B) indique que la teneur des feuilles en Na^+ chez l'orge cultivée sur un sol faiblement salé en absence des endophytes est de 17,28±1,23ppm. Une augmentation de cette teneur a été relevée avec tous les endophytes, la valeur

maximale du taux de Na^+ a été enregistrée chez l'orge inoculée par *Ph. betae* et *F. equiseti* avec 46,09±3,77ppm, alors que, la valeur minimale a été inscrite en présence d'*E. phragmospora* avec 25,51±13,2ppm.

Ces valeurs deviennent plus importantes au niveau du lot conduit sur le sol moyennement salé. Le taux de Na^+ en absence des champignons endophytes a été estimé à 45,68±1,23ppm, cette teneur augmente en présence de *Ph. betae, Ch. coarctatum* et *F. equiseti* pour atteindre respectivement 56,79±1,23 ; 56,79±5,38 et 54,32±4,94ppm.

Sur sol à 14dS/m de salinité, le taux de Na^+ a été estimé à 39,92±7,23ppm en absence des endophytes. En présence des endophytes, ces valeurs sont comprises entre un minimum de 34,98±0,71ppm (*E. phragmospora*) et un maximum de 46,09±0,71ppm (Les six endophytes). Des teneurs de 44,86±4,67 ; 42,80±5,14 ; 41,56±0,71 ; 41,15±3,97 et 39,92±3,11ppm ont été retenues respectivement en présence de *Ph. betae*, *F. graminearum*, *A. chlamydospora*, *F. equiseti* et *Ch. coarctatum*.

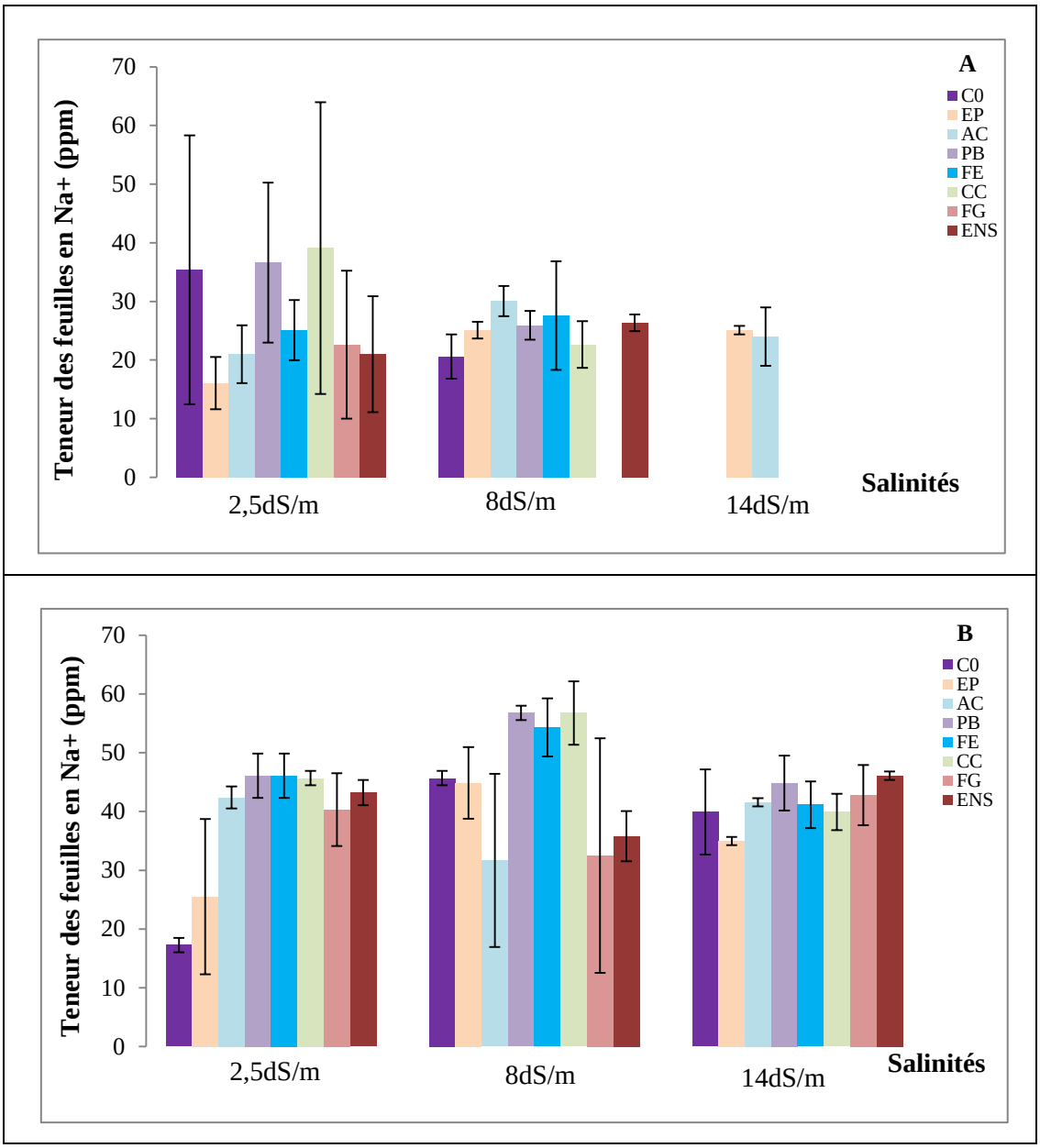

Figure 31 : Variations de la teneur en sodium Na^+ (ppm), au niveau des feuilles de blé dur (A) et l'orge (B) sous stress salin et application des champignons endophytes : C0: Absence des endophytes; EP: *E. phragmospora*; AC: *A. chlamydospora*; PB: *Ph. betae*; FE: *F. equiseti*; CC: *Ch. coarctatum*; FG*: F. graminearum* ; ENS: Mélange des endophytes.

III.2.2.2. Potassium K^+

III.2.2.2.1. Blé dur

Les données consignées dans le tableau 14 (Annexe 6) montrent que le taux de K^+ au niveau des feuilles dépend des différents niveaux de salinités des sols ($F_{2,7}$=3,8858 à P=0,0308486).

Ces données indiquent aussi que la teneur en K^+ des feuilles est sous une influence hautement significative du facteur «champignons endophytes» avec $F_{2,7}$=4,8725 à P=0,0007960 ainsi que l'interaction entre les facteurs «salinité» et «champignons endophytes» avec $F_{2,7}$=5,4259 et P=0,0005802.

Les plus faibles valeurs du taux de potassium K^+ chez le blé cultivé sur un sol à un faible niveau de salinité (2,5dS/m), ont été enregistrées an absence des champignons endophytes (29,72±17,56) et en présence d'*E. phragmospora* (25,69±13,62ppm). La valeur la plus élevée avec 207,01±35,65ppm a été retenue sur les feuilles de blé inoculées par l'ensemble des endophytes. Des teneurs de 90,87±58,65 ; 77,07±62,51 ; 71,34±46,44 ; 58,38±18,83 et 47,56±25,77ppm ont été retenues respectivement en présence de *F. graminearum*, *Ph. betae*, *Ch. coarctatum*, *F. equiseti* et *A. chlamydospora* (Fig.32A).

Chez le blé cultivé sur un sol à 8dS/m de salinité, une augmentation de la teneur en K^+ a été constatée au niveau de tous les traitements conduits, en présence et en absence des endophytes, à l'exception de celui contenant l'ensemble des endophytes, en inscrivant une teneur de 90,02±42,25ppm. En effet, en absence des endophytes, cette teneur a été estimée à 116,56±34,19ppm. En présence des endophytes, les valeurs de cette teneur oscillent entre 64,97±15,59 (*A. chlamydospora*) et 107,22±9,75 (*Ch. Coarctatum*).

Sur le sol fortement salé (14dS/m), ces teneurs sont de l'ordre de 90,5±24,5ppm (*A. chlamydospora*) et de 100,42±36,77ppm (*E. phragmospora*).

III.2.2.2.2. Orge

Comme chez le blé dur, la valeur du facteur «salinité» avec $F_{2,7}$=3,414 et P=0,04014, traduit l'effet significatif de la salinité des sols sur la teneur en K^+ au niveau des feuilles.

A l'opposé, le facteur «champignons endophytes» et l'interaction entre les deux facteurs n'exercent aucun effet marquant sur cette teneur (P >0,05).

Les résultats illustrés dans la figure 32B, révèlent que la teneur la plus élevée en potassium chez l'orge cultivée sur un sol à faible salinité (2,5dS/m), a été enregistrée en absence des endophytes avec 177,71±74,19ppm. Ces valeurs sont comprises entre 60,51±14,47 et 125,05±119,56 respectivement en présence de *F. equiseti* et *Ch. coarctatum*.

Sur le sol moyennement salé (8dS/m), cette teneur a été estimée à 91,30±52,02ppm, en absence des endophytes. Chez l'orge inoculée par les endophytes, les teneurs en potassium sont de l'ordre de 40,98±2,29ppm (Les six endophytes mélangés) et 123,35±21,78ppm (*E. phragmospora*).

Au niveau du lot conduit sur sol à 14dS/m de salinité, le taux de K^+ est de 63,91±17,09ppm en absence des endophytes. Des teneurs de 139,49±86,69 ; 120,17±55,79 ; 114,86±69,05 ; 104,46±52,34 ; 103,40±56,27 et 100,42±55,56ppm ont été enregistrées respectivement en présence de *F. equiseti*, les six endophytes confondus, *Ch. coarctatum*, *Ph. betae*, *A. chlamydospora* et *E. phragmospora*. Une teneur de 73,67±24,84ppm a été inscrite chez l'orge inoculée par *F. graminearum*.

.

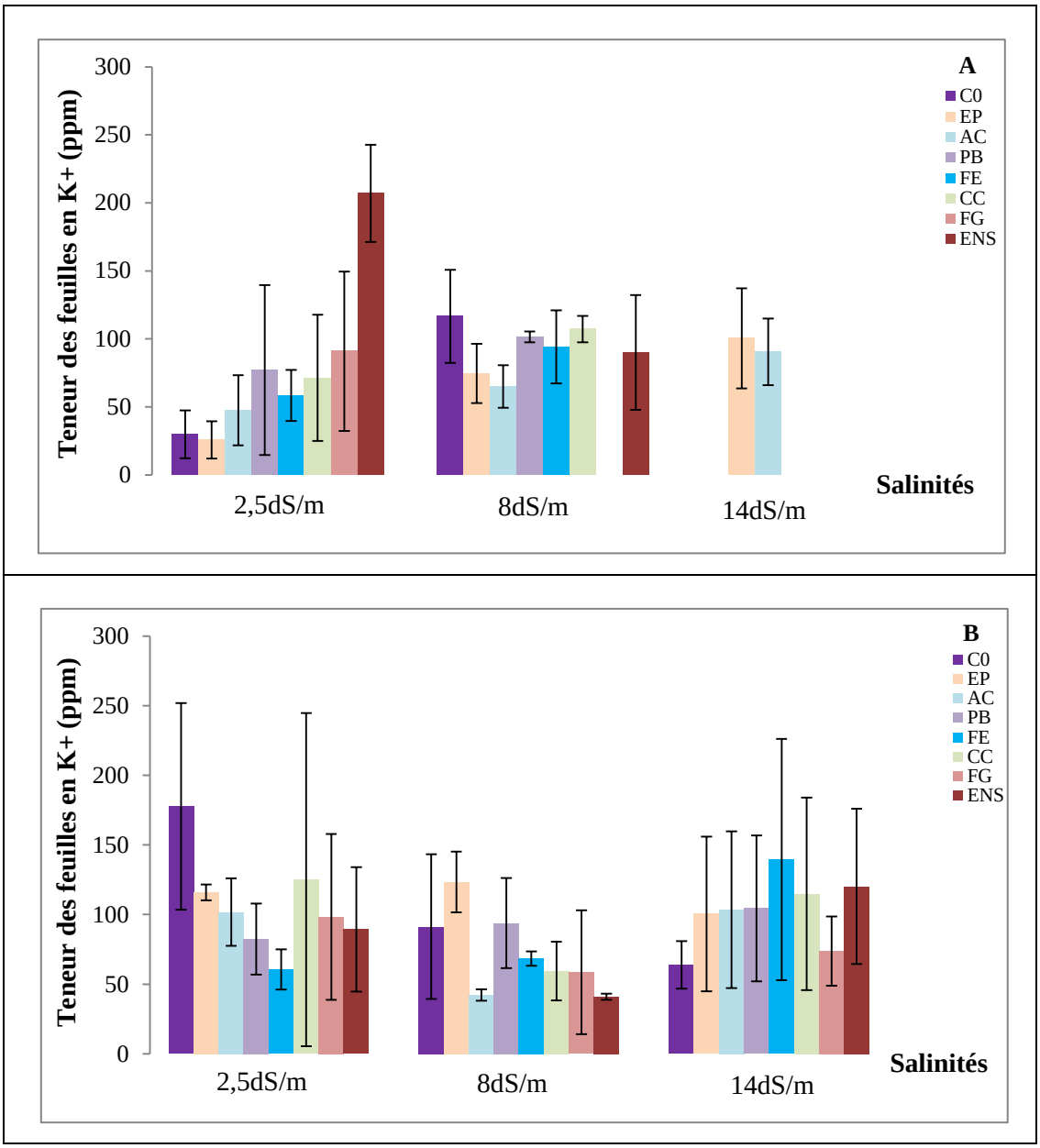

Figure 32 : Variations de la teneur en potassium K^+ (ppm), au niveau des feuilles de blé dur (A) et l'orge (B) sous stress salin et application des champignons endophytes : C0: Absence des endophytes; EP: *E. phragmospora*; AC: *A. chlamydospora*; PB: *Ph. betae*; FE: *F. equiseti*; CC: *Ch. coarctatum*; FG*: F. graminearum* ; ENS: Mélange des endophytes.

III.3. Paramètres biochimiques

Les résultats de l'analyse de la variance des paramètres biochimiques étudiés (Blé dur et orge) sont présentés dans le tableau 15 (Annexe 6).

III.3.1. Sucres solubles

Ce paramètre a été estimé dans le but d'en faire une analyse de la synthèse des sucres au niveau des feuilles de blé dur et d'orge sous l'effet de la salinité, en présence et en absence des champignons endophytes.

III.3.1.1. Blé dur

L'analyse de la variance à deux facteurs n'indique aucun effet marquant sur la teneur des sucres au niveau des feuilles (P>0,05).

Les résultats dégagés de la figure 33A révèlent que la synthèse des sucres au niveau des feuilles de blé dur, conduit sur un sol à conductivité 2,5dS/m en absence de traitement par les endophytes, se chiffre à 21,17±10,51mg/g MF. Alors qu'elle a été évaluée à 34,09±4,13 ; 31,12±2,37 ; 24,11±8,05 ; 22,66±3,39 et 20,18±1,17 mg/g MF, lorsque les graines ont été inoculées aux endophytes *F. equiseti*, *A. chlamydospora*, *Ph. betae*, *Ch. coarctatum* et *E. phragmospora*, respectivement. Des moyennes relativement moins importantes ont été inscrites après les avoir mélangés aux *Fusarium graminearum* et les six endophytes, avec respectivement 11,48±2,41 et 15,31±16,98mg/g MF.

Sur un sol moyennement salé (8dS/m), en absence des endophytes, cette teneur a été estimée à 15±3. En présence des endophytes, ces teneurs oscillent entre 6,04±4,47g (*A. chlamydospora*) et 42,11±28,35g (Mélange des endophytes)

Par ailleurs, au niveau des feuilles de blé dur cultivé sur sol à forte salinité (14dS/m), proportionnellement, des minima ont été observés. En effet, les valeurs oscillent entre 8,05±2 (*E. phragmospora*) et 8,49±0,12mg/g MF (*A. chlamydospora*).

III.3.2.1. Orge

Contrairement au blé dur, l'étude statistique des résultats obtenus montre que la synthèse des sucres s'est montrée conditionnée par le facteur «salinité» ($F_{3,7}$=3,577 à P=0,03). Aucun effet significatif n'a été montré par le facteur «champignons» ainsi que l'interaction des deux facteurs (P>0,05).

Les moyennes observées sur les trois lots ont été comparées par la méthode de Newman-Keuls (Fig.33B). Cette comparaison indique une accumulation de 38,98±30,81mg/g MF de sucres solubles sur les feuilles d'orge cultivée sur un sol faiblement salé (2,5dS/m), en absence des endophytes. Après exposition des graines aux champignons endophytes, les teneurs en sucres relevés ont été

définies entre des valeurs extrêmes de 17,47±4,79mg/g MF (*F. equiseti*) et 30,44±7,25mg/g MF (*A. chlamydospora*).

Sur un sol moyennement salé (8dS/m), un taux de 15,57±2,49mg/g MF a été enregistré en absence des endophytes. Les teneurs des sucres varient entre 46,28±31,12mg/g MF (*F. graminearum*) et 15,42±2,92mg/g MF (*E. phragmospora*).

Au niveau du lot conduit sur un sol fortement salé (14dS/m), le taux de sucres inscrit en absence des champignons endophytes a été estimé à 18,36±1,07mg/g MF. Le taux de sucres varie entre 28,20±9,72mg/g MF (*F. equiseti*) et 12,08±6,44mg/g MF (*A. chlamydospora*).

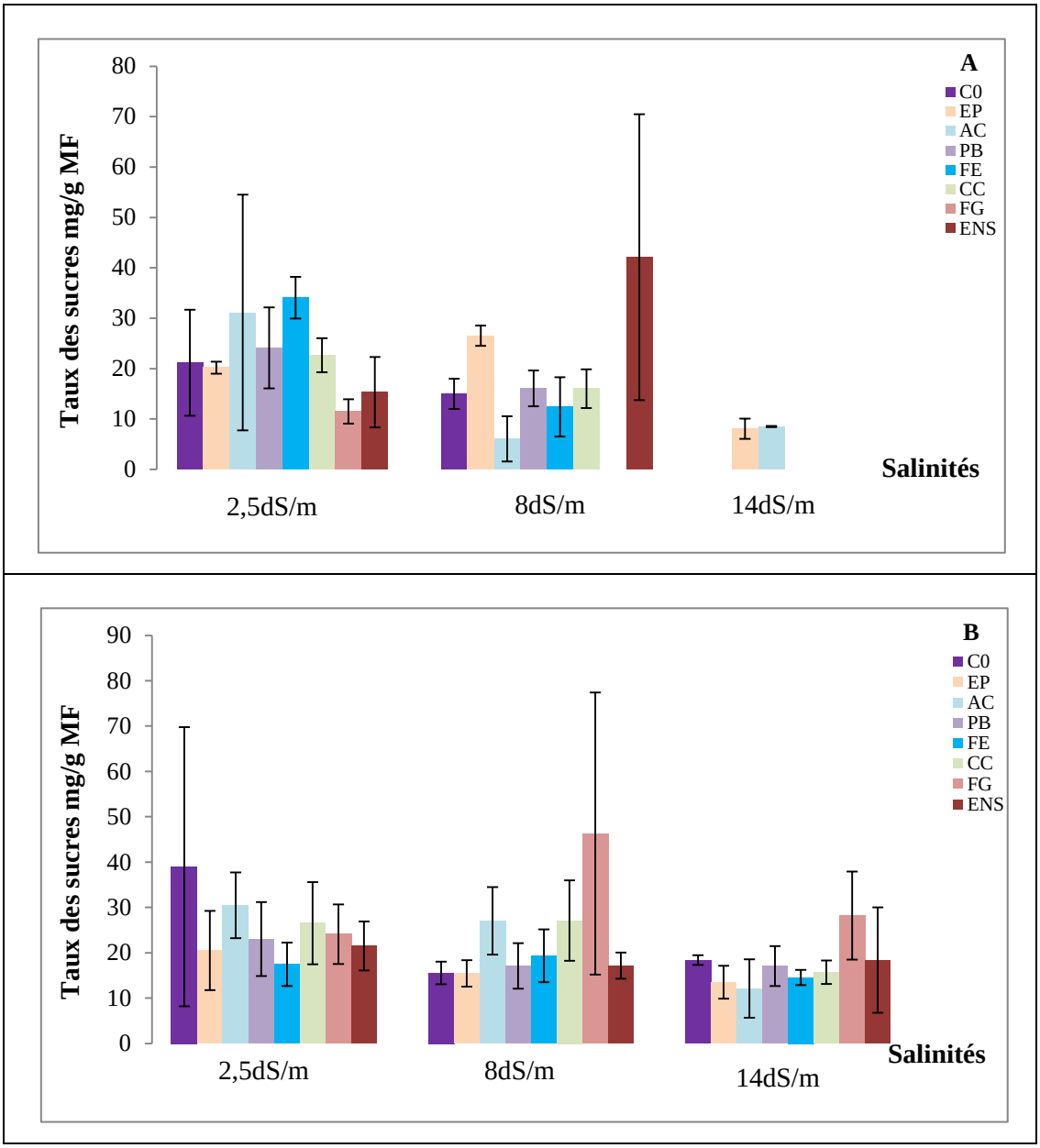

Figure 33 : Variations du taux des sucres (mg/g MF), au niveau des feuilles de blé dur (A) et l'orge (B) sous stress salin et application des champignons endophytes : C0: Absence des endophytes; EP: *E. phragmospora*; AC: *A. chlamydospora*; PB: *Ph. betae*; FE: *F. equiseti*; CC: *Ch. coarctatum*; FG*: F. graminearum* ; ENS: Mélange des endophytes.

III.3.2. Proline

III.3.2.1. Blé dur

La teneur en proline des feuilles de blé dur est sous une influence significative des niveaux de salinité des sols utilisés ($F_{2,7}$=53,6345 et P=0), des champignons endophytes ($F_{2,7}$=7,5595 et P=0), et de leur interaction ($F_{2,7}$=7,4858 et P=0).

Les résultats illustrés dans la figure 34A, révèle qu'à l'échelle du lot conduit sur sol à salinité 2,5dS/m, les teneurs oscillent entre 0,30±0,10mg/g MF (*A. chlamydospora* et *Ch. coarctatum*) et 0,15±0,04mg/g MF (Les six endophytes confondus). En absence de ces derniers, elle a été estimée à 0,25±0,03mg/g MF.

Que ce soit en absence ou en présence des endophytes, une augmentation de la proline a été révélée au niveau des différents traitements conduits sur un niveau de salinité de 8dS/m. Son accumulation varient entre une valeur minimale inscrite en absence des endophytes (0,32±0,10mg/g MF) et une valeur maximale retenue en présence de *Ch. coarctatum* (1,19±0,25mg/g MF).

Sur le sol à 14dS/m de salinité, ces teneurs sont de l'ordre de 0,80±0,1mg/g MF (*E. phragmospora*) et 0,84±0,17mg/g MF (*A. chlamydospora*).

III.3.2.2. Orge

Comme chez le blé dur, la valeur du facteur «salinité» avec $F_{2,7}$=194,548 à P=0, traduit l'existence d'une différence significative sur la teneur de la proline des feuilles d'orge.

Le traitement des données par l'analyse de la variance montre aussi que celle-ci est influencée par le facteur «champignons ednophytes» ($F_{2,7}$=3,764 et P=0,00254). Un effet significatif semble être aussi observé par l'interaction des de deux facteurs ($F_{2,7}$=5,608 et P=0).

La comparaison des moyennes (Test de Newman-Keuls) a permis de mieux évaluer ces résultats (Fig.34B). Au niveau du lot conduit sur sol à faible salinité (2,5dS/m), la teneur en proline en absence de toutes applications d'endophytes est de 0,89±0,30mg/g MF. Hormis celui conduit en présence de *F. equiseti* (0,58±0,22mg/g MF), une évolution a été constatée au niveau des traitements contenant les champignons endophytes. La teneur maximale élevée (2,10±0,55mg/g MF) a été retenue en présence de *Ph. betae*, suivie de celles enregistrées en présence des *F. graminearum*, *A. chlamydospora*, *Ch. coarctatum* et *E. phragmospora* avec respectivement 1,48±0,75 ; 1,28±0,55 ; 1,14±0,28 et 1,05±0,11mg/g MF. Enfin, une valeur de 0,93±0,68mg/g MF a été notée au niveau du traitement rassemblant les six endophytes.

Par ailleurs, une réduction a été notée chez l'orge cultivée sur sol moyennement salé (8dS/m), à l'exception des traitements conduits en présence de *Ch. coarctatum* et *F. equiseti*, en inscrivant respectivement des valeurs de 1,99±0,80 et 0,83±0,04mg/g MF.

Comparativement, une augmentation a été enregistrée au niveau de tous les essais conduits sur un sol fortement salé (14dS/m). Des teneurs en proline de l'ordre de 1,66±0,86 et 1,35±0,51mg/g MF ont été relevées en absence et en présence (les six mélangés) des endophytes. La valeur maximale a été retenue chez l'orge inoculée par *Ch. coarctatum* avec 2,12±0,38mg/g MF, et la minimale a été constatée en présence d'*E. phragmospora* (1,21±0,24mg/g MF). Parallèlement, des teneurs estimés à 1,93±0,43 ; 1,84±0,67 ; 1,56±0,40 et 1,43±0,56mg/g MF ont été relevés respectivement après inoculation de *F. equiseti*, *Ph. betae*, *A. chlamydospora* et *F. graminearum*.

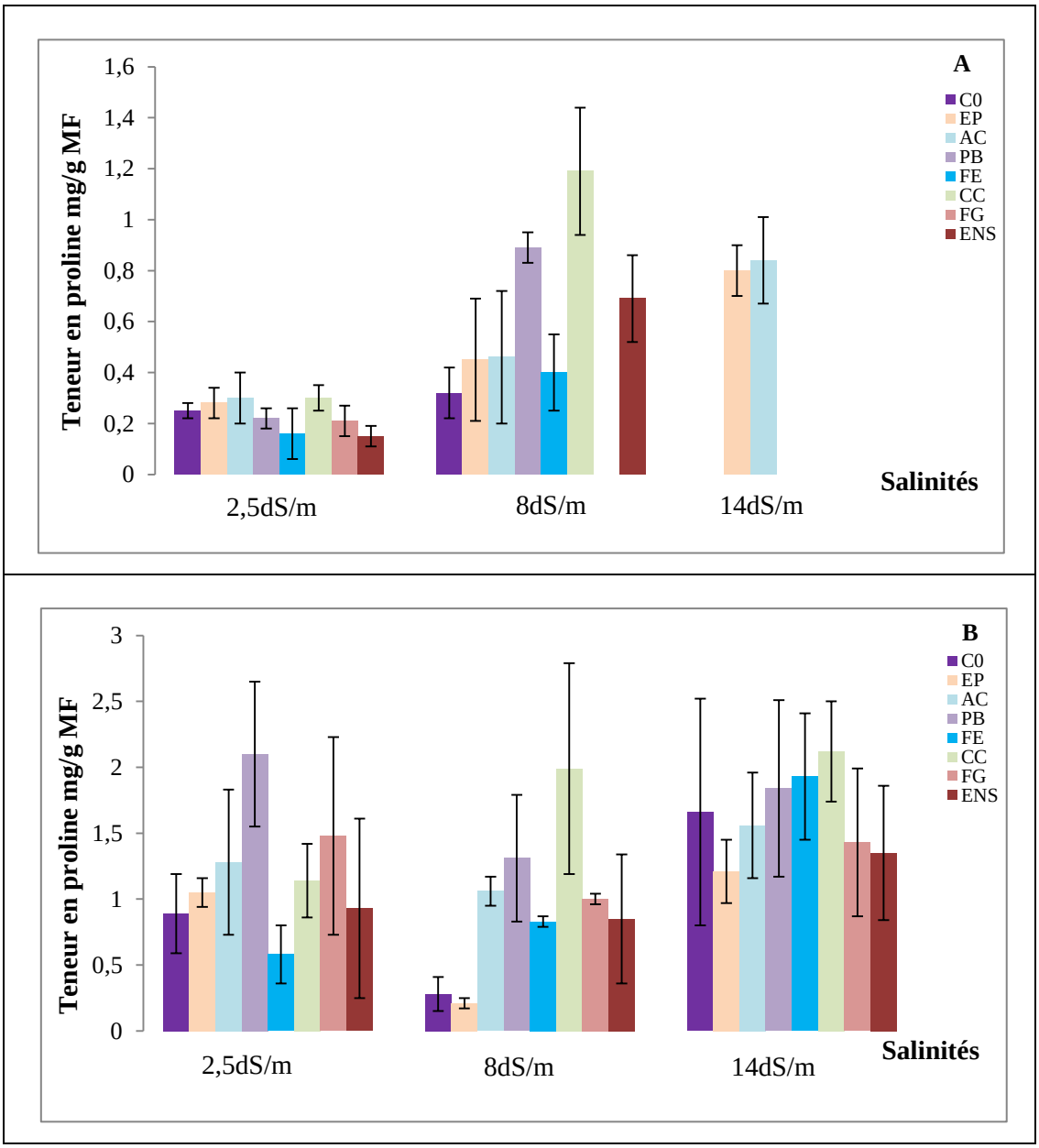

Figure 34 : Variations des teneurs en proline (mg/g MF), au niveau des feuilles de blé dur (A) et l'orge (B) sous stress salin et application des champignons endophytes : C0: Absence des endophytes; EP: *E. phragmospora*; AC: *A. chlamydospora*; PB: *Ph. betae*; FE: *F. equiseti*; CC: *Ch. coarctatum*; FG*: F. graminearum* ; ENS: Mélange des endophytes.

III.3.3. Extraction et dosage des pigments Photosynthétiques

III.3.3.1. Chlorophylle (a)

III.3.3.1.1. Blé dur

La teneur en chlorophylle (a) est influencée par les variations de la salinité des sols avec $F_{2,7}$=14,2791 et P=0,0000315. Par contre, des différences non significatives des effets du facteur «champignons» ainsi que l'interaction entre «salinité» et «champignons» ont été révélées (P>0,05).

Les résultats, indiqués (Fig.35A) sur le blé dur conduit sur sol à conductivité électrique 2,5dS/m en absence des endophytes, s'élèvent à 32,43±1,39µg/g MF. Une valeur de 33,23±1,39µg/g MF a été enregistrée en présence de *Ph. betae*. Des teneurs voisines en chlorophylle (a) ont été enregistrées par l'inoculation d'*A. chlamydospora*, *E. phragmospora* et *F. equiseti* avec respectivement 29,74±1,15; 29,25±1,98 et 29,06±1,62µg/g MF. Une faible teneur a été inscrite en présence de *Ch. coarctatum* (24,05±5,86µg/g MF).

Au niveau du lot conduit sur le sol moyennement salé (8dS/m), à l'exception de celui conduit en présence de *Ch. coarctatum* (25,87±4,81 µg/g MF), une réduction de cette teneur a été enregistrée au niveau de l'ensemble des traitements. Les teneurs de la chlorophylle (a) balancent entre des valeurs de 21,11±5,27µg/g MF (*A. chlamydospora*) et 28,10±0,71µg/g MF (*E. phragmospora*).

Chez le blé dur cultivé sur sol à forte salinité (14dS/m), les teneurs en en chlorophylle (a) sont de l'ordre de 18,38±2,87µg/g MF (*A. chlamydospora*) et 24,87±4,07µg/g MF (*E. phragmospora*).

III.3.3.1.2. Orge

L'analyse de la variance a de même révélé un effet significatif du facteur «salinité» sur la teneur en chlorophylles (a) chez l'orge ; effet semblant moins important que celui cité précédemment avec $F_{2,7}$=4,315 et P=0,01864.

Tout comme le blé dur, les résultats indiquent que le facteur «champignons» et l'interaction entre les facteurs «salinité» et «champignons endophytes», ne marquent aucun effet sur la production de la chlorophylle (a) (P>0,05).

Les résultats signalent que les teneurs en chlorophylles (a) retenues chez l'orge sont inférieures que celles enregistrées par le blé dur. La comparaison des moyennes (Fig.35B) montre que, sur le sol à faible salinité (2,5dS/m), la teneur en chlorophylle (a) inscrite en absence des endophytes a été estimée à 14,52±2,04µg/g MF. De même, les teneurs enregistrées au niveau de tous les traitements conduits en présence des endophytes et inscrivant des valeurs balançant entre 17,51±5,66µg/g MF (*Ph. betae*) et 28±6,84µg/g MF (*A. chlamydospora*) semblent être statistiquement égales.

Chez l'orge cultivée sur le sol moyennement salé (8dS/m), une teneur de 21,9±3,30 µg/g MF a été estimée en absence des endophytes. Les teneurs observées en présence des endophytes sont de l'ordre de 21,12±4,09µg/g MF (Les six endophytes confondus) et 23,88±3,62µg/g MF (*Ph. betae*).

Au niveau du lot conduit sur sol à fort niveau de salinité (14dS/m), une teneur de 27,66±8,08µg/g MF a été enregistrée en absence des endophytes. En présence de ces derniers ces teneurs oscillent entre 17,93±2,50µg/g MF (*A. chlamydospora*) et 27,32±2,50µg/g MF (*Ph. betae*).

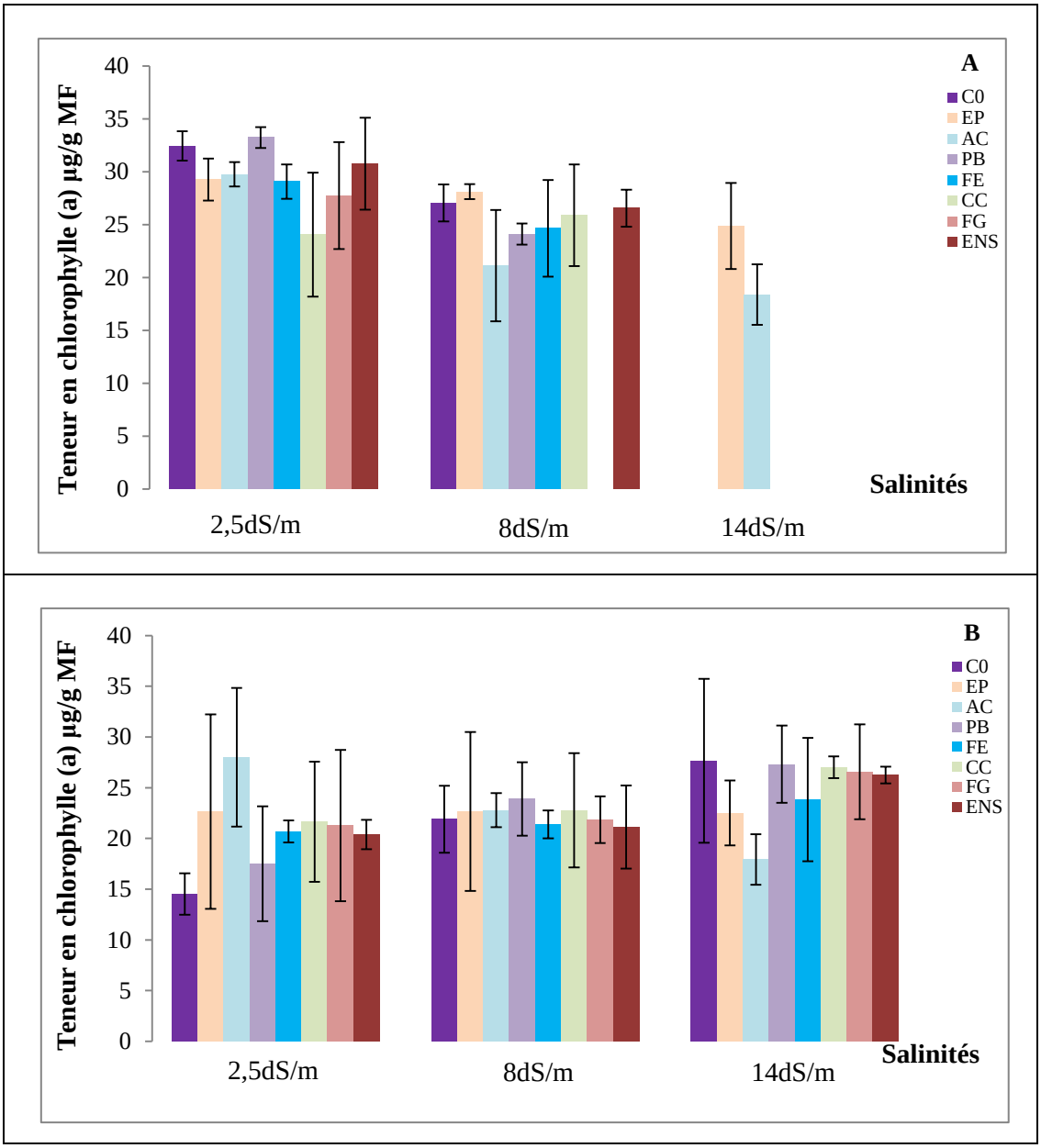

Figure 35 : Variations de la teneur en chlorophylle 'a' (µg/g MF), au niveau des feuilles de blé dur (A) et l'orge (B) sous stress salin et application des champignons endophytes : C0: Absence des endophytes; EP: *E. phragmospora*; AC: *A. chlamydospora*; PB: *Ph. betae*; FE: *F. equiseti*; CC: *Ch. coarctatum*; FG*: F. graminearum* ; ENS: Mélange des endophytes.

III.3.3.2. Chlorophylle (b)

III.3.3.2.1. Blé dur

L'analyse de la variance des résultats obtenus n'a révélé aucun effet marquant du facteur «salinité» sur la teneur en chlorophylle (b) avec $F_{2,7}$=1,3018 et P=0,28525. La valeur du facteur «champignons» avec $F_{2,7}$=2,4115 et P=0,04062, traduit son effet significatif sur cette teneur. Dans la même perspective des analyses, l'interaction des facteurs «salinité» et «champignons» a mis en évidence un effet significatif avec $F_{2,7}$=2,5895 et P=0,02970.

Selon la figure 36A, il a été aperçu qu'à l'échelle du lot conduit sur le sol faiblement salé, la teneur en chlorophylle (b) est de 15,22±1,16µg/g MF en absence des endophytes. Une augmentation de cette teneur a été observée en présence des endophytes ; la teneur maximale a été enregistrée chez le blé dur inoculé par l'ensemble des endophytes avec 16,97±4,57µg/g MF, suivie de *F. equiseti* avec 15,26±0,91µg/g MF. Les teneurs les plus faibles ont été obtenues en présence de *F. graminearum* et *Ch. coarctatum* (12,58±1,79 et 11,86±2,99µg/g MF, respectivement).

Une teneur de 15,82±1,58µg/g MF a été enregistrée chez le blé cultivé sur le sol moyennement salé (8dS/m), en absence des endophytes. La teneur la plus élevée a été retenue en présence du traitement rassemblant les six endophytes avec 17,93±2,47µg/g MF, alors que les plus faibles valeurs ont été enregistrées en présence des endophytes *Ph. betae* et *F. equiseti*, en inscrivant respectivement des teneurs de 12,68±1,23 et 12,65±1,82µg/g MF.

Ces teneurs sont de l'ordre de 14,26±2,03µg/g MF (*E. phragmospora*) et 17,38±2,72µg/g MF (*A. chlamydospora*) chez le blé dur cultivé sur sol à salinité 14dS/m.

III.3.3.2.2. Orge

Contrairement au blé dur, un effet significatif a révélé par l'action du facteur «salinité» avec $F_{2,7}$=15,083 et P=0,00001. Le facteur «champignon» et l'interaction entre «salinité» et «champignons» n'exerce aucun effet sur ce paramètre (P>0,05).

Les données moyenness (Fig.36B) de la teneur en chlorophylle (b) enregistrées chez le blé dur sont élevées par rapport à celles observées chez l'orge. Ces teneurs augmentent avec l'augmentation du niveau de salinité du sol, les valeurs les plus élevées ont été retenues chez l'orge cultivée sur le sol fortement salé.

Au niveau du lot conduit sur le sol à salinité 2,5dS/m, la teneur la plus faible en chlorophylle (b) a été obtenue en absence des endophytes avec 6,39±0,98µg/g MF. En présence des endophytes, les teneurs en chlorophylle (b) sont de l'ordre de 12,84±3,43µg/g MF (*F. graminearum*) et 8,13±2,56µg/g MF (*Ph. betae*).

Sur sol à salinité 8dS/m, et en absence des endophytes, cette teneur a été estimée à 10,44±1,12µg/g MF. Chez l'orge inoculée par les endophytes, des valeurs balançant entre 10,01±2,07µg/g MF (les six endophytes) et 11,16±1,35µg/g MF (*Ph. betae*) ont été retenues.

Sur le sol fortement salé (14dS/m), une teneur de 13,78±2,78µg/g MF a été enregistrée en absence des endophytes. Des teneurs identiques ont été obtenues en présence de *Ph. betae* et *F. graminearum* avec respectivement 14,89±1,06µg/g MF et 14,82±1,62µg/g MF. Celle-ci a été estimée à 10,60±2,52µg/g MF en présence d'*E. phragmospora*.

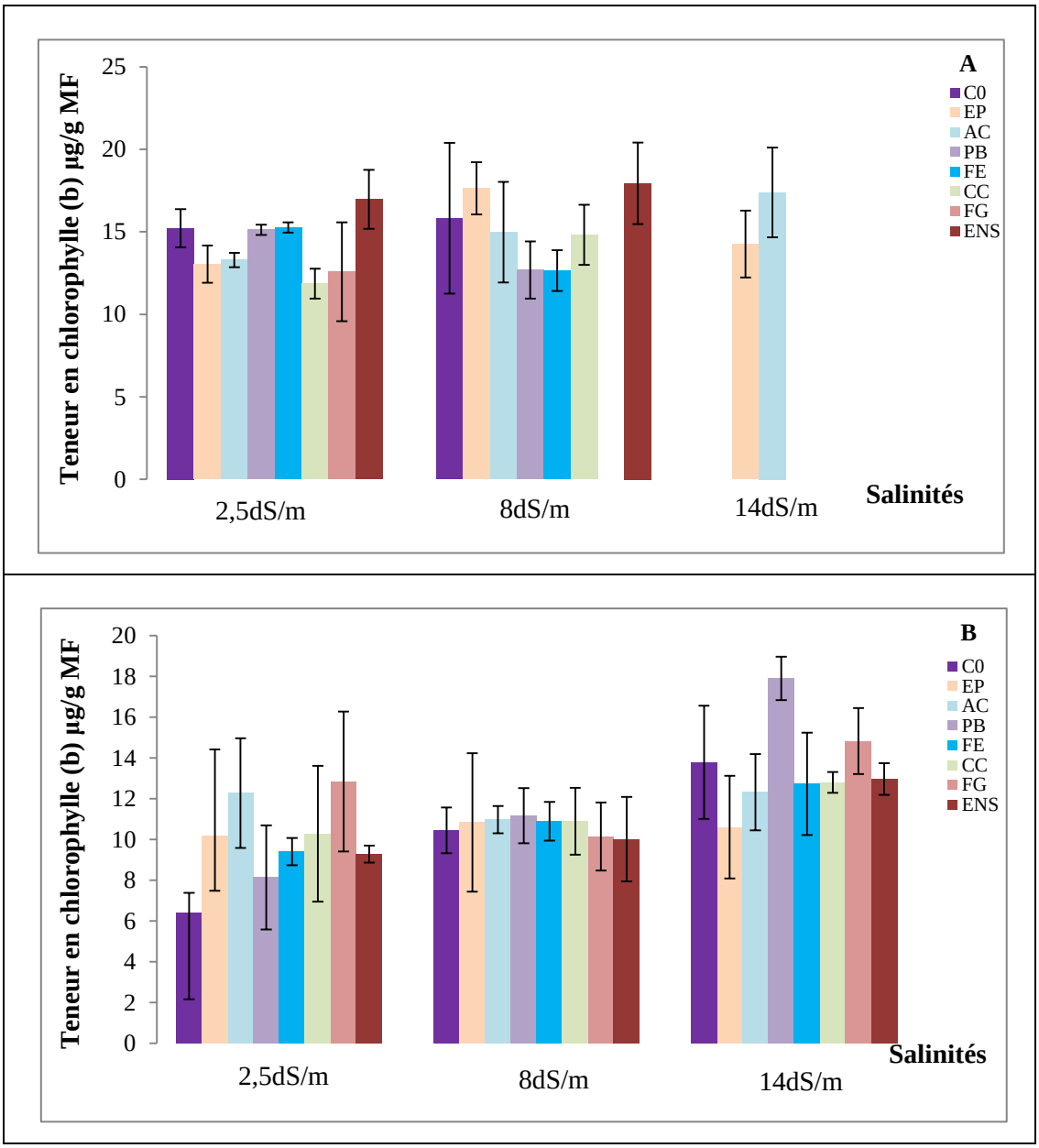

Figure 36 : Variations de la teneur en chlorophylle 'b' (µg/g MF), au niveau des feuilles de blé dur (A) et l'orge (B) sous stress salin et application des champignons endophytes : C0: Absence des endophytes; EP: *E. phragmospora*; AC: *A. chlamydospora*; PB: *Ph. betae*; FE: *F. equiseti*; CC: *Ch. coarctatum*; FG*: F. graminearum* ; ENS: Mélange des endophytes.

III.3.3.3. Chlorophylle totale (Chlorophylle a + chlorophylle b)

III.3.3.3.1. Blé dur

Les résultats obtenus indiquent que les variations de la chlorophylle totale sont influencées par les niveaux de salinités des sols ($F_{2,7}$=4,6896 et P=0,01590) et par les différents endophytes ($F_{2,7}$=2,2973 et P=0,04969).

L'interaction entre les deux facteurs n'a mis en évidence aucun effet significatif sur ces variations (P>0,05).

La figure 37A démontre qu'au niveau du lot conduit sur le sol faiblement salé (2,5dS/m), les teneurs en chlorophylles totales ont été estimées à 48,34±1,26µg/g MF (*Ph. betae*), 47,71±8,28µg/g MF (Mélange des endophytes) et 47,63±1,86µg/g MF (En absence des endophytes). Une teneur de 35,90±8,84µg/g MF a été inscrite en présence de *Ch. coarctatum*.

Sur le sol moyennement salé (8dS/m), ces teneurs ont diminué au niveau de la plupart des traitements. Elles sont comprises entre 36,07±6,12µg/g MF (*A. chlamydospora*) et 45,72±3,28µg/g MF (*E. phragmospora*).

Au niveau du lot conduit sur le sol fortement salé (14dS/m), les teneurs en chlorophylle totale balancent entre 37,75±5,29µg/g MF (*A. chlamydospora*) et 39,11±5,91µg/g MF (*E. phragmospora*).

III.3.3.3.2. Orge

Comme chez le blé dur, l'analyse des résultats indique que les variations de la teneur en chlorophylle totales sont fortement conditionnées par le facteur «salinité» avec $F_{2,7}$=7,76 et P=0,00131 (Effet qui semble plus important que celui cité chez le blé dur). Tandis que l'effet du facteur «champignon» et de l'interaction des deux facteurs s'avère d'une faible importance (P>0,05).

La comparaison des moyennes par le test Newman-Keuls au seuil de signification de 5% (Fig.37B), révèle que la teneur la plus faible en chlorophylle totale chez l'orge cultivée sur le sol faiblement salé (2,5dS/m), a été enregistrée en absence des endophytes avec 20,90±3µg/g MF. Une évolution de cette teneur a été retenue au niveau des différents traitements conduits en présence des endophytes, et la valeur maximale a été observée en présence d'*A. chlamydospora* avec 40,25±9,53µg/g MF, suivie par celle inscrite en présence de *F. graminearum* avec 34,10±6,76µg/g MF.

Sur le sol moyennement salé (8dS/m), une amélioration de ces teneurs a été relevée au niveau des différents traitements, à l'exception de ceux conduits en présence des champignons endophytes *A. chlamydospora* et *F. graminearum* (33,75±2,33 et 31,99±3,97µg/g MF respectivement).

Chez l'orge cultivée sur le sol fortement salé (14dS/m), les teneurs les plus élevées ont été relevées en absence des endophytes (41,42±10,84µg/g MF) et présence des souches fongiques

Ph. betae et *F. graminearum* avec respectivement 42,19±2,54 et 41,37±3,86µg/g MF. Alors que la teneur la plus faible avec 30,24±4,19µg/g MF a été constatée chez l'orge en présence de la souche *A. chlamydospora.*

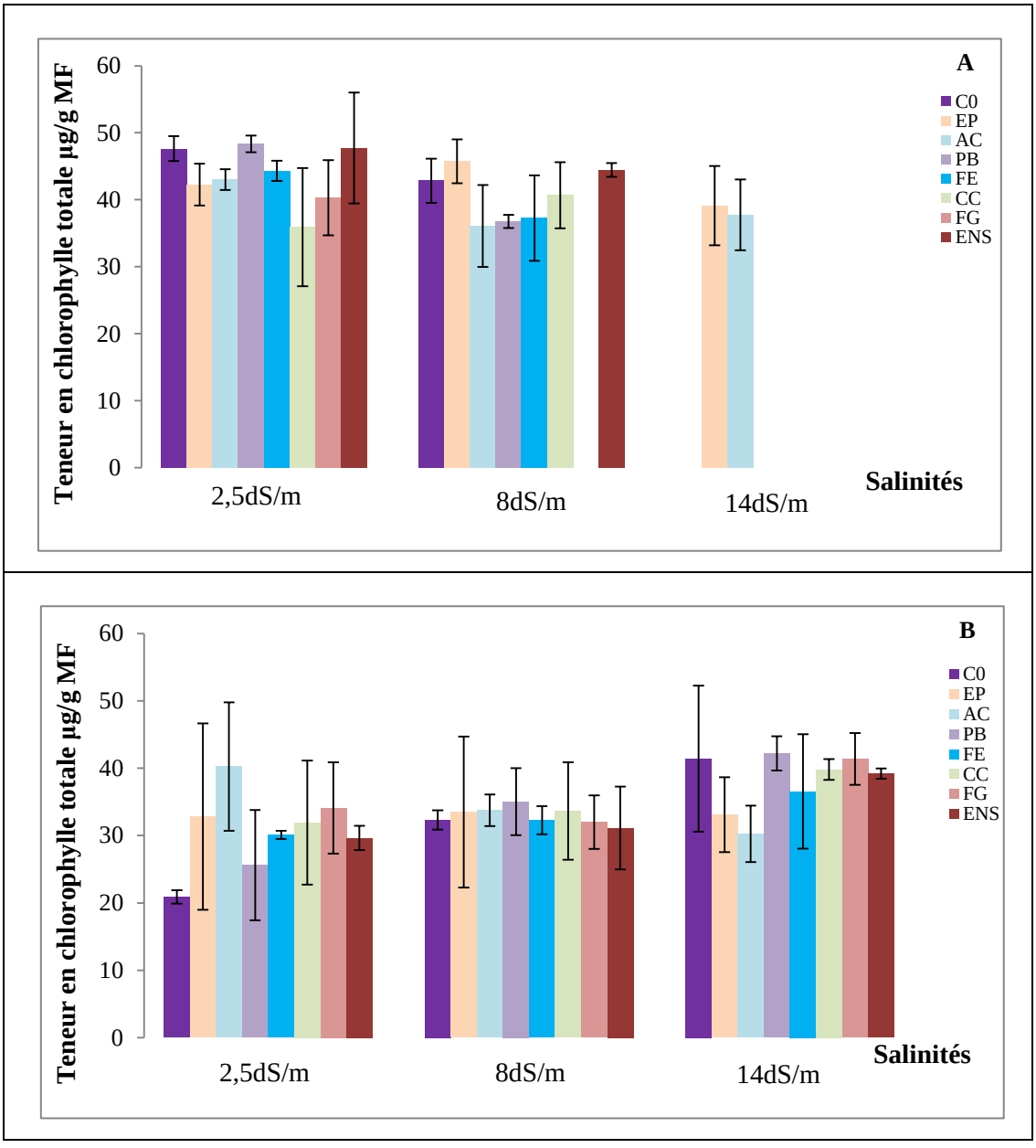

Figure 37 : Variations de la teneur en chlorophylle totale 'a+b' (µg/g MF), au niveau des feuilles de blé dur (A) et l'orge (B) sous stress salin et application des champignons endophytes : C0: Absence des endophytes; EP: *E. phragmospora*; AC: *A. chlamydospora*; PB: *Ph. betae*; FE: *F. equiseti*; CC: *Ch. coarctatum*; FG*: F. graminearum* ; ENS: Mélange des endophytes.

III.3.3.4. Caroténoïdes

III.3.3.4.1. Blé dur

L'analyse de la variance montre que la teneur en caroténoïdes est sous une influence significative de la salinité des sols ($F_{2,7}$=242,035 et P=0), des champignons endophytes ($F_{2,7}$=35,432 et P=0), et de leur interaction ($F_{2,7}$=23,997 et P=0).

Les résultats moyens obtenus (Fig.38A) indiquent que la teneur maximale en caroténoïdes à l'échelle du lot conduit sur sol à 2,5dS/m de salinité a été notée sur les feuilles de blé dur inoculé par le traitement rassemblant les six endophytes (8,09±2,14µg/g MF), suivie par celle enregistrée en absence des endophytes avec 7,37±0,60µg/g MF. Les teneurs les plus faibles ont été relevées en présence des endophytes *F. graminearum* et *Ch. coarctatum* avec respectivement 5,97±0,86 et 5,84±1,47µg/g MF.

Chez le blé dur cultivé sur le sol où la salinité a été mesurée à 8dS/m, une évolution de la teneur en caroténoïdes a été relevée au niveau de la plupart des traitements. La teneur la plus élevée a été retenue aussi en présence du traitement rassemblant les six endophytes avec 8,52±1,20µg/g MF. Une réduction de cette teneur a été enregistrée en présence de *Ph. betae* et *F. equiseti* (6,20±0,69 et 6,06±0,86µg/g MF, respectivement).

Au niveau du lot conduit sur sol à salinité de 14dS/m, les teneurs en caroténoïdes fluctuent entre 6,85±1 (*E. phragmospora*) et 8,28±1,29µg/g MF (*A. chlamydospora*).

III.3.3.4.2. Orge

Comme le blé dur, la teneur en caroténoïdes est également influencée par les variations de la salinité des sols utilisés avec $F_{2,7}$=15,072 et P=0,00001.

Contrairement, les teneurs restent faiblement influencées par le facteur «champignons» et l'interaction entre les deux facteurs «salinité» et «champignons» (P>0,05).

En absence des endophytes, la teneur en caroténoïdes a été estimée à 3,16±0,51µg/g MF, chez l'orge cultivée sur le sol faiblement salé (2,5dS/m). Des teneurs voisines ont été enregistrée en présence de *F. graminearum* et *A. chlamydospora* avec respectivement 6,20±1,60 et 5,89±1,24µg/g MF (Fig.38B).

A l'échelle du lot conduit sur le sol moyennement salé (8dS/m), une teneur de 5,02±0,49µg/g MF a été inscrite par l'orge en absence des endophytes. Des teneurs voisines ont été retenues en présence des endophytes, elles sont de l'ordre de 4,84±0,97µg/g MF (Mélange des endophytes) et 5,43±0,63µg/g MF (*Ph. betae*).

Au niveau du lot conduit sur le sol fortement salé (14dS/m), une valeur de 6,65±1,30µg/g MF a été enregistrée en absence des endophytes. Chez l'orge inoculée par les endophytes, ces valeurs oscillent entre 5,13±1,16µg/g MF (*E. phragmospora*) et 7,14±0,52 µg/g MF (*Ph. betae*).

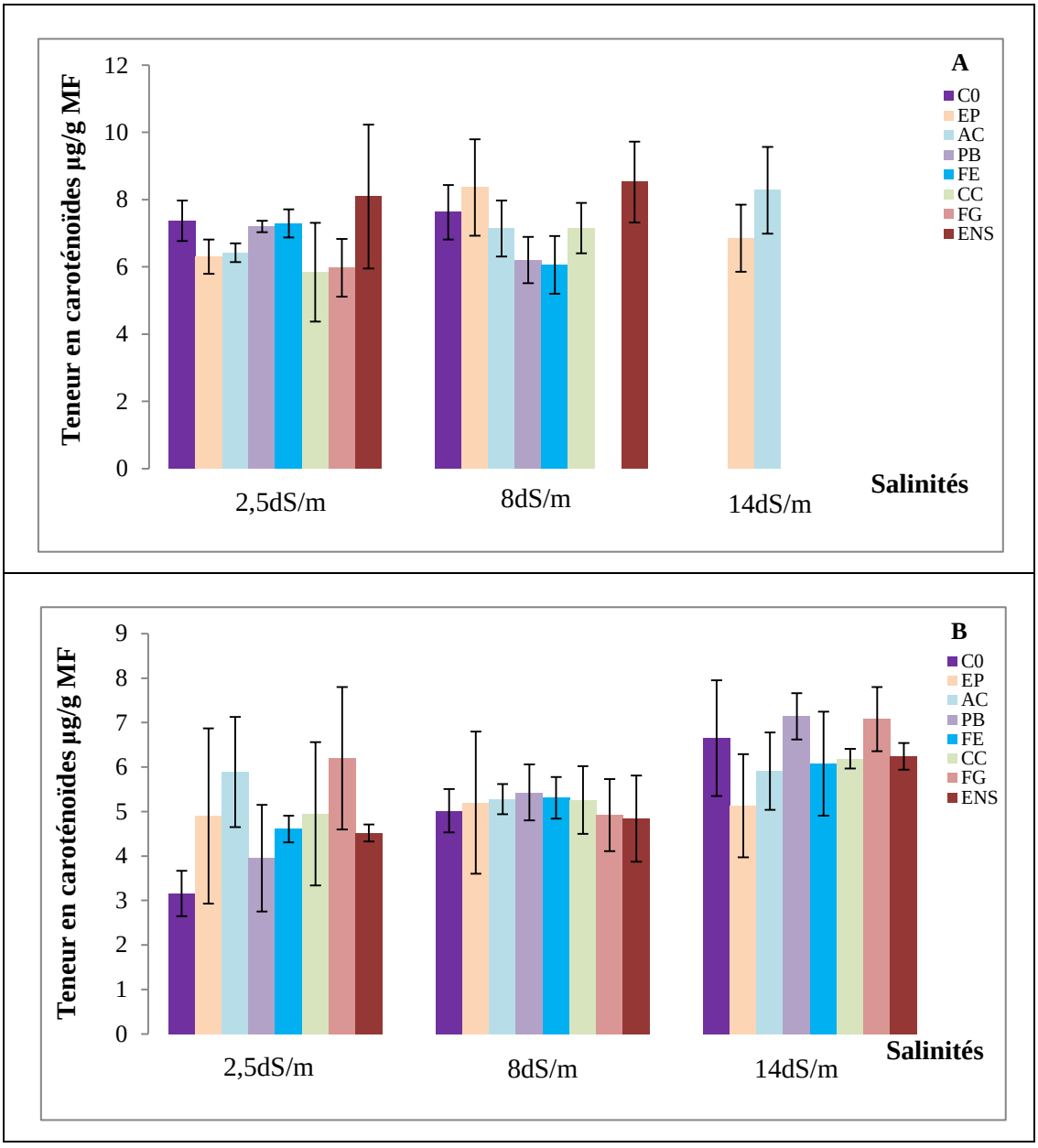

Figure 38 : Variations de la teneur en caroténoïdes (µg/g MF), au niveau des feuilles de blé dur (A) et l'orge (B) sous stress salin et application des champignons endophytes : C0: Absence des endophytes; EP: *E. phragmospora*; AC: *A. chlamydospora*; PB: *Ph. betae*; FE: *F. equiseti*; CC: *Ch. coarctatum*; FG*: F. graminearum* ; ENS: Mélange des endophytes.

Discussion

- **Discussion**

Dans la présente étude, la zone choisie, pour la collecte des plantes spontanées, est une zone semi-aride, située à Belhacel-Relizane (ouest Algérien), sur laquelle trois parcelles à différentes salinités ont été sélectionnées. La collection des espèces végétales a permis de repérer une seule espèce sur la parcelle à faible salinité : *Avena fatua* L., ce faible nombre est dû essentiellement au labour effectué. Cependant, *Beta macrocarpa* Guss., *Anabasis prostrata* Pomel., *Avena fatua* L., *Salsola oppositifolia* Desf., et *Lolium rigidum* Gaud. ont été collectées à partir de la parcelle moyennement salée. Alors que sur celle fortement salée, deux espèces ont été détectées. Il s'agit de *Salsola oppositifolia* Desf. et *Suaeda fruticosa* L. Selon les travaux de Noy-Meyr (1973) et Le Houérou (2001), cette pauvre répartition est due à leurs habitats désertiques; qui représentent l'un des environnements les plus difficiles pour la croissance des plantes, dont la répartition et la diversité sont limitées par les contraintes environnementales, notamment la faible disponibilité en eau, les températures élevées, et la salinité.

Les sols exercent une influence sélective sur la végétation et inversement, pour chacune d'elles correspondent des sols typiques. Les plantes résistantes appartiennent à un nombre limité d'espèces et occupent assez peu le sol. Les espèces les plus caractéristiques des sols salés sont les halophytes dont les salsolacées et les chénopodiacées ; les préhalophytes dont les composées et les graminées qui sont des espèces moins résistantes (Ozenda, 1983). Dans cette étude, la famille des Chénopodiacées (*Amaranthaceae*) regroupe le nombre le plus élevé d'espèces (quatre plantes différentes) ce qui dénote également la capacité de ces espèces à résister à la salinité des milieux humides salés ; résultats confirmés par Chenchouni (2012).

Ces espèces ont été collectées dans le but de la mise en évidence des champignons endophytes, à partir de leur système racinaire. D'après les résultats obtenus, les taux de colonisation des racines par des champignons endophytes étaient différents entre les espèces. Comme Gong et Guo (2009), les principaux facteurs qui peuvent être à l'origine de la différence entre les taux de colonisation sont la nature des espèces végétales, la quantité d'échantillons et le milieu d'isolement. Cependant, la salinité ne montre aucune influence. Chesson et *al*. (2004) suggèrent que les conditions hétérogènes des écosystèmes arides et semi-arides (la variabilité des précipitations, l'hétérogénéité des sols et la répartition inégale des communautés végétales) peuvent être à l'origine d'une colonisation élevée des racines de plantes par les champignons endophytes, par rapport aux autres écosystèmes tempérés et tropicaux (Fierer et Jackson, 2006). Usuki et Narisawa (2007) indiquent que l'association de plantes avec une variété de champignons endophytes pourrait être fondamentale pour la survie des plantes dans les écosystèmes arides et semi-arides. Alors que Porras-Alfaro et *al*. (2008) montrent que la

population des endophytes des racines se trouve réduite dans des habitats soumis à certaines contraintes environnementales ; cette réduction peut être expliquée par les modifications physiologiques de la plante hôte (Juniper et Abbott, 2006).

Une collection de dix isolats endophytes, a été établie à partir des racines des différentes espèces. L'identification des microorganismes isolés est très complexe (Souza et *al*., 2004). Selon la mycologie classique, la plupart des espèces de champignons endophytes ont été décrites en fonction de leurs caractéristiques morphologiques telles que la morphologie des ascospores, la couleur et l'odeur de la colonie et d'autres caractéristiques (Hyde et *al*., 2010). Une identification préliminaire des isolats a été effectuée par l'analyse des caractères morphologiques notamment ceux qui sont déterminés par les structures reproductrices par des observations macroscopiques et microscopiques (Kim et Baek, 2011). Cette analyse a permis de subdiviser la collection en 7 groupes phénotypiques. En raison des ressemblances morphologiques des colonies et des fructifications de certains endophytes, les caractéristiques morphologiques étaient insuffisantes. En effet, un seul genre a pu être identifié : *Fusarium sp*. isolé à partir des racines de *Suaeda fruticosa*. Les autres champignons n'ont pas été identifiés, surtout ceux qui ne parviennent pas à sporuler (Hyde et *al*., 2010). Le peu de variations morphologiques entre les spores rend cependant difficile l'identification des espèces (Redecker et Raab 2006).

Afin de lever ces contraintes, les outils de la biologie moléculaire ont été développées, notamment parce que les gènes ne sont pas affectés par les changements de caractères durant la différenciation des organes des champignons (Redecker et *al*., 1997). L'amplification et le séquençage de l'ADN des champignons permettent d'identifier directement les espèces de champignons endophytes et d'étudier les relations phylogénétiques entre les différents groupes (Ko et *al*., 2011). Les endophytes isolés ont été identifiés en utilisant la technique d'amplification par réaction de polymérase en chaîne (PCR) des séquences ITS et 18S de l'ADN ribosomique, à l'aide d'amorces nucléotidiques universelles et spécifiques des champignons (White et *al*., 1990 ; Curlevski et *al*., 2010).

Les résultats d'identification révèlent que la base de données ITS était plus informative que celle de 18S pour l'identification des espèces de champignons isolés. Des résultats analogues ont été obtenus par Liu et *al*. (2015) pour l'identification des endophytes du sol. La région ITS a été montrée, de même, plus précise et présente plus de potentiel que le gène 18S d'ARNr dans l'analyse des communautés fongiques dans différents écosystèmes, ceci grâce au niveau de spécificité le plus élevé des ITS par rapport à celui des 18S (Lord et *al*., 2002). Toju et *al*. (2012) indiquent que les séquences ITS sont hypervariables, et utilisées en particulier pour l'identification des champignons à l'échelle d'espèces ou à des niveaux inférieurs (genre). Alors que les séquences 18S de l'ARN_r ne

peuvent pas toujours permettre l'identification des champignons au niveau du genre ou de l'espèce (Anderson et Parkin, 2007). Par conséquent, les séquences d'ARNr 18S ne fournissent pas toujours une résolution taxonomique suffisante pour permettre l'identification des champignons au niveau du genre ou de l'espèce (Anderson et Parkin, 2007).

Les isolats décrits dans cette étude appartiennent à l'embranchement des *Ascomycètes*. *Phoma* et *Fusarium* étaient les genres endophytes racinaires les plus fréquents (Jose et *al*., 2008), qui pourraient jouer des rôles éventuels dans la tolérance de l'hôte à des conditions environnementales stressantes (González-Teuber et *al*., 2017) ; suivis par *Alternaria*, *Embellisia* et *Chaetomium* (Jose et *al*., 2008). Les informations recueillies corroborent ceux obtenues par Conley et *al*. (2006) et Smolyanyuk et Bilanenko (2011), indiquant ainsi que les champignons appartenant aux genres *Alternaria* étaient clairement prédominants dans les environnements désertiques et salés. Dans cette étude, *Alternaria* a été isolé à partir de la parcelle où la salinité est comprise entre 4 et 8dS/m. Selon Jose et *al*. (2008), les espèces fongiques *Alternaria chlamydospora* et *Fusarium equiseti* étaient plus communes dans les environnements salins. *Alternaria*, *Embellisia*, *Phoma* et *Fusarium* sont des endophytes pigmentés. Selon Sun et *al*. (2012), les champignons endophytes pigmentés étaient communs chez les halophytes et ils pourraient jouer un rôle écologique important dans la survie des plantes et leur résistance au stress salin. Ces champignons produisent des niveaux élevés de pigments, qui peuvent protéger les plantes poussant dans des environnements salins (Wong et Hyde, 2001).

Vue l'importance de la phase germinative des semences dans le déroulement des stades ultérieurs du développement et de croissance des plantes, la contribution des endophytes identifiés (*E. phragmospora*, *A. chlamydospora*, *Ph. betae*, *F. equiseti*, *Ch. coarctatum* et *F. graminearum*) dans la tolérance des graines de blé dur (Variété Simeto) et de l'orge (Variété $Saida_{183}$), à des concentrations croissantes en NaCl, a été étudiée, *in vitro*.

Les résultats obtenus dans cette étude à travers la cinétique de germination permettent de distinguer 3 phases de germination chez le blé dur comme chez l'orge:

Une phase de latence, nécessaire à l'apparition des premières germinations, au cours de laquelle le taux de germination reste faible. La durée de cette phase est variable selon la composition du milieu de germination. Elle est courte voire absente chez les graines témoins et les graines traitées par les différents champignons endophytes. Mais, elle devient plus au moins longue, chez les graines soumises aux traitements 400, 600 et 800meq/l de NaCl en présence et en absence des champignons endophytes;

Une phase sensiblement linéaire, correspondant à une augmentation rapide du taux de germination qui évolue proportionnellement au temps, pour les graines témoins et les graines traitées

par les endophytes en absence de sel et en présence de 400meq/l de NaCl. Pour les graines soumises à 400meq/l de NaCl en absence des endophytes et celles traitées par les endophytes sous stress salin 600 et 800meq/l, cette phase est très courte. Ceci peut expliquer le taux de germination réduit qui est dû à l'effet inhibiteur du sel.

Une troisième phase, correspondant à un palier représentant le pourcentage final de germination et traduisant la capacité germinative des deux espèces étudiées. Il paraît que cette capacité germinative diminue pour le blé dur et l'orge mais avec des degrés différents et cela selon les conditions de germination.

L'étude de la cinétique de germination et des résultats du taux de germination final montre que les conditions optimales de germination sont obtenues en absence de sel. De nombreux travaux ont également rapporté que les graines de la plupart des espèces atteignent leur maximum de germination par eau distillée (Naidoo et Keit, 2006 ; Wei et *al.*, 2008).

Le pourcentage de germination diminue significativement avec l'augmentation de la concentration de NaCl chez les espèces de blé et d'orge (Rachidai et *al*., 2000; Mallek-Maalej et *al*., 2004), de *Brassica* (Jamil et *al*., 2005), et d'*Atriplex* (Bouda et Haddioui, 2011). La germination est l'ensemble des événements qui commencent par l'étape cruciale d'absorption de l'eau par la graine et se terminent par l'élongation de l'axe embryonnaire et l'émergence de la radicule à travers les structures qui entourent l'embryon (Hopkins, 2003 ; Boulal et *al.*, 2007). Le chlorure de sodium présent dans le sol ou dans l'eau d'irrigation affecte la germination de deux manières, il diminue la vitesse de germination et réduit le pouvoir germinatif (Mauromicale et Licandro, 2002).

Plusieurs études ont montré que les concentrations élevées en sel du milieu de germination retarde la germination et réduit le pourcentage final de germination (Askri et *al*., 2007 ; Mrani Alaoui et *al*., 2013). Cette diminution est due, selon Othman et *al*. (2006), à la réduction de l'utilisation des réserves des grains. Par ailleurs, Prado et *al*. (2000) expliquent cette diminution par le résultat de l'apparition d'un processus de dormance osmotique développé sous ces conditions stressantes, représentant ainsi une stratégie d'adaptation à l'égard des contraintes environnementales. Ces résultats sont similaires à ceux obtenus par Wei et *al*. (2008), qui ont indiqué que les graines des glycophytes et des halophytes répondent de la même manière à la salinité, tout en réduisant le nombre total des graines germées et accusant un retard dans l'initiation du processus de la germination.

Cette étude révèle aussi qu'une concentration croissante en sel engendre un retard de la germination. Ce retard peut être expliqué selon Ben Miled et *al*. (1986), par le temps nécessaire à la graine pour mettre en place des mécanismes lui permettant d'ajuster sa pression osmotique interne. Par ailleurs, Botia et *al*. (1998) et Ghrib et *al*. (2011) expliquent ce retard par l'altération des

enzymes et des hormones qui se trouvent dans la graine à cause de l'absorption des ions toxiques. Il pourrait s'agir également d'une difficulté d'hydratation des graines suite à un potentiel osmotique élevé entrainant une certaine inhibition des mécanismes aboutissant à la sortie de la radicule hors des téguments et par conséquent un retard de la germination des graines (Gill et *al*., 2003).

La réduction des taux de germinations finales correspond à une augmentation de la pression osmotique externe et / ou à une accumulation de Na^+ et Cl^- dans l'embryon, ce qui affecte l'absorption de l'eau par les semences (Groome et *al*., 1991).

Les effets négatifs de la salinité en absence des endophytes (400meq/l) s'avèrent plus prononcés chez le blé dur que chez l'orge, ce résultat a été déjà confirmé par Colmer et *al*. (2005), qui ont conclu que l'orge (*Hordeum vulgare* L.) est plus tolérante au sel que le blé dur (*Triticum dururm* Desf.). Selon Maas et Hoffman (1977), l'orge est une espèce tolérante au stress salin, comparativement aux blés, pour des seuils qui peuvent aller jusqu' à 250mM NaCl, soit l'équivalent de 50% de la salinité de l'eau de mer.

Une inhibition totale de la germination a été notée chez les graines de blé dur et d'orge aux fortes concentrations de NaCl (600 et 800meq/l) en absence des champignons endophytes. Ces résultats sont similaires à ceux obtenus par Wei et *al*. (2008), qui indiquent que les fortes concentrations de sels provoquent un blocage de la germination. Murillo-Amador et *al.* (2002) montrent que cette inhibition est due aux effets conjugués des sels ; effet toxique et osmotique. Une concentration élevée en NaCl empêche complètement la germination ; le sel réduit également l'imbibition de l'eau en raison de la baisse de la moyenne des potentiels osmotiques (Rafiq et *al*., 2006).

Les graines de blé dur et d'orge inoculées par les différentes souches de champignons endophytes ont permis d'enregistrer des taux de germination identiques à ceux enregistrés par les graines témoins. Selon Fortin et *al*. (2008), les champignons endophytes permettent aux plantes d'avoir un meilleur accès aux éléments nutritifs et l'eau du substrat, ce qui favorise leur croissance.

La présence des endophytes a favorisé la germination chez le blé dur et l'orge sous stress salins 600 et 800meq/l. Stone et *al*. (2000) indiquent que les champignons endophytes contribuent de manière significative à l'adaptation des plantes face à des conditions de stress environnementaux, y compris la sécheresse, la chaleur, la salinité et même des conditions limitantes en nutriments. Par ailleurs, certaines plantes sont encore dans l'incapacité de résister à des conditions de stress en l'absence de leurs champignons associés (Redman et *al*., 2002). De même, Malinowski et Belesky (2006) montrent que les champignons jouent un grand rôle dans la tolérance des plantes, et en particulier des graminées, à la salinité et dans la résistance à certains éléments toxiques par la production de certains acides organiques et autres composés (Rahman et Saiga, 2005).

Le champignon *Piriformospora indica,* endophyte des racines, a été montré pour améliorer la résistance des plantes contre les maladies foliaires et racinaires et atténuer le stress du sel chez l'orge (Waller et *al*., 2005). Johnson et *al*. (2014) révèlent que *Piriformospora indica* survivait à une concentration en sel de 200-400mM, sous conditions de culture *in vitro*. *Piriformospora indica* améliore la croissance de certaines graminées comme le riz, le blé et l'orge à une concentration en sel comprise entre 100mM à 300mM. Ce champignon favorise également une meilleure germination des graines de légumes comme le chou, l'endive, le radis et l'oignon. L'espèce *Fusarium culmorum* confère aux plantes la tolérance au sel (Rodriguez et *al*., 2008).

Radhakrishnan et *al*. (2013) montrent une augmentation significative de la germination des graines de soja et de la croissance des plantules en réponse de traitement par les GA produits par *Penicillium funiculosum*

Pendant cette étude on a procédé par l'évaluation de la longueur de la coléoptile, cette longueur est aussi une caractéristique variétales fortement influencée par les effets du milieu de germination. Les résultats indiquent que la croissance de la coléoptile est négativement affectée par la salinité chez le blé dur et l'orge ; plus la concentration de NaCl augmente, la longueur de la coléoptile diminue. Ceci concorde avec les résultats obtenus par Kadri et *al*. (2009) et Ines et *al*. (2014). La diminution de la croissance de la coléoptile est le résultat au niveau cellulaire d'une baisse du nombre de divisions cellulaires lors des stress abiotiques tels que le stress salin et le stress hydrique (Sané et *al*., 2005 ; Rochdi et *al*., 2005).

La dernière étape de la germination est marquée par la prolifération et la croissance cellulaire engendrant le développement de la radicule de l'embryon (Schiefelbein et *al.,* 1997). Il a été aussi procédé à l'estimation de l'apparition de la radicule, l'évaluation de sa longueur et par le dénombrement des racines élaborées. La variation des milieux de germination engendre des différences importantes dans l'apparition et le développement de la radicule de l'embryon des graines. L'intensité du stress salin imposé provoque une réduction de la longueur de la radicule et du nombre de racines d'autant plus importante quand le stress est plus sévère, résultat similaire à celui trouvé par Allagui et *al*. (2005). Cette réduction est due probablement à un arrêt de la division et de l'élongation cellulaire au niveau de la racine (Fraser et *al.,* 1990 ; Abdelkader et *al*., 2015). Selon Gomes et *al*. (1983), l'émergence de la radicule serait contrôlée par l'osmolarité du milieu pendant la germination, alors que la croissance ultérieure de la plantule serait limitée par la mobilisation et le transport des réserves vers l'axe embryonnaire. Nibau et *al*. (2008) et Adjel et *al*. (2013), signalent que le stress salin diminue le nombre de racines. Lorsque les plantes ont été exposées à des concentrations élevées en NaCl, les ions Na^+ ont été accumulés dans les plantes, conduisant à un stress osmotique et par conséquent l'inhibition de la croissance (Wu et *al*., 2017).

Une amélioration de la croissance des coléoptiles et des radicules et du nombre des racines élaborées par le blé dur et l'orge a été révélée en présence des endophytes sous stress salins. Egamberdieva et Kucharova (2009), ont observé que les champignons endophytes ont amélioré la croissance des plantes ; cela est dû à la production de phytohormones par les endophyte, tels que l'acide indole acétique et l'acide gibbérellique, qui provoquent plus de croissance des racines, ce qui augmente l'absorption des éléments nutritifs.

Hamayun et *al*. (2010) ont étudié la production des acides Gibbérelliques en interaction avec les plantes. Les gibbérellines sont produites par des souches de *Penicillium* sous stress salin pour améliorer la croissance des plantes (Leitão et Enguita, 2016). L'acide gibbérellique et l'acide indole acétique sécrétés par *Penicillium funiculosum* avait considérablement améliorer la germination des graines de soja et atténuer les effets négatifs du stress salin en améliorant sa croissance et son métabolisme (Khan et *al*., 2011). De même, Hasan (2002) indiquent que sous concentration élevée de sel, l'effet de la salinité des plantes cultivées peut être réduit par la gibbérelline issue de *Fusarium*.

L'effet de l'absence et de la présence des endophytes, préalablement isolés et identifiés, a été étudié, *in vivo*, sur les paramètres morphologiques, physiologiques et biochimiques du blé dur et de l'orge cultivés sur des sols naturellement salés.

Les résultats de cette étude montrent une réduction du taux de levée des graines de blé dur avec l'augmentation de la salinité du sol, en absence des endophytes. Par contre, chez l'orge, cette constatation n'a pas été notée entre les sols à salinité de 2,5 et 8dS/m (100%), contrairement au sol à forte salinité (14dS/m) ou une réduction de 40% a été enregistrée, soit un taux de graines levées de 60%. Bien que la salinité des sols constitue un facteur limitant en agriculture, la germination et la levée sont particulièrement sensibles au sel du substrat, car il inhibe la germination et le développement de la plantule. Les effets toxiques sont liés à une accumulation cellulaire des ions Na^+ et Cl^- qui provoquent des perturbations enzymatiques impliquées dans la physiologie des graines en germination, empêchent la levée de dormance des embryons et conduisent à une diminution de la capacité de germination (Rejili et *al.*, 2006). Le sel entraîne une augmentation de la durée du processus de la germination et retarde par conséquent la levée, car les stress salin et osmotique sont responsables à la fois sur l'inhibition ou le retard de germination et de la levée des graines (Saeed et *al*., 2014).

Une inhibition totale de la levée de blé dur a été constatée en présence de *F. graminearum*, sur le sol moyennement salé (8dS/m) et en absence des endophytes et en présence de *Ph. betae*, *F. equiseti*, *Ch. coarctatum*, *F. graminearum* et le mélange des endophytes, sur le sol fortement salé (14dS/m).

Selon Flowers et Yeo (1981), la mortalité des plantes en milieu salin s'explique par une perturbation de l'alimentation hydrique et d'une inhibition du métabolisme. L'accumulation apoplasmique des ions Na^+ et Cl^- serait le paramètre le plus impliqué dans le flétrissement et la mortalité de certaines espèces (Hasanuzzaman et *al*., 2013).

Une amélioration de la levée de blé dur sur le sol moyennement salé et de l'orge sur le sol fortement salé a été observée en présence d'*E. phragmospora*, *A. chlamydospora*, *Ph. betae* et *Ch. coarctatum,* par comparaison aux taux de levée enregistrés en absence des champignons.

Il a été démontré que l'endophyte *Penicillium funiculosum* améliore la germination des graines de soja et réduit les effets négatifs du stress salin en stimulant sa levée et sa croissance, en synthétisant des gibbérellines (Khan et *al*., 2011). Le champignon *Penicillium minioluteum,* isolé de *Glycine max* L., synthétise des gibbérellines bioactives GA4 et GA7 sous un stress salin et stimule la croissance des plantes (Ahmed et *al*., 2010).

Sur le sol fortement salé (14dS/m), la levée des graines de blé dur a été favorisée uniquement en présence des endophytes fongiques *E. phragmospora* et *A. chlamydospora*. D'après ces résultats, il peut être suggéré que les endophytes *Ph. betae*, *F. equiseti*, *Ch. coarctatum* et *F.graminearum*, ne peuvent pas tolérer des concentrations de sels plus élevées sur une espèce moyennement sensible à la salinité comme le blé dur.

Johnson et *al*. (2014) et Varma et *al*. (2012) ont observé que *Piriformospora indica,* survivait à une concentration saline de 200 à 400mM, par contre sa croissance est inhibée à 438mM de sel.

Les résultats de la longueur de l'axe racinaire principal et de la hauteur de la plante montent que ces deux paramètres ont été fortement influencées par la salinité des sols chez le blé dur. La longueur de la racine principale et la hauteur de la plante diminue avec l'augmentation de la salinité des sols. La diminution de la croissance observée chez les plantules de blé peut être expliquée par le fait que le NaCl agit par augmentation de la pression osmotique du milieu, ce qui empêche l'absorption de l'eau par le système racinaire. Ceci entraîne, par conséquent, une réduction de la croissance qui est le résultat, au niveau cellulaire, d'une baisse du nombre de divisions cellulaires (Benamar et *al*., 2009). Cet effet, fréquent chez les glycophytes, a été observé par Chartzoulakis et Klapaki (2000). Les dommages causés à la plante sont associés à l'accumulation, à des niveaux toxiques, des ions Na^+ et Cl^-, dans les feuilles, affectant négativement le métabolisme. En effet, selon Munns et *al*. (2006), le stress salin inhibe l'absorption des éléments nutritifs essentiels comme le P et K ce qui affecte la croissance et le développement de la plante (Zhu, 2004).

Les champignons endophytes ne présentent aucun effet significatif sur la longueur de la racine principale de blé dur, l'insensibilité de la racine principale à la colonisation par *Piriformospora indica* a également été observée chez *Arabidopsis* (Sirrenberg et *al*., 2007).

La croissance des plantes est contrôlée par des signaux hormonaux, la réduction de cette croissance peut être due à l'augmentation de la concentration en acide abscissique (L'ABA peut être synthétisée par les endophytes) dans la partie aérienne ou à une réduction des concentrations en cytokinine (Itai, 1999).

Chez l'orge, l'accroissement de la salinité des sols provoque une réduction importante de la longueur de l'axe racinaire principal et de la hauteur de la plante, essentiellement au niveau du lot conduit sur le sol fortement salé (14dS/m). Les racines représentent les organes qui sont en contact direct avec le milieu où se dose la salinité. Les résultats obtenus indiquent que les parties souterraines sont plus affectées par la salinité que les parties aérienne. Lepengue et *al*. (2010) et Silva et *al*. (2014) montent que le stress salin inhibe la croissance et le développement des plantules. Des résultats similaires ont été observés chez *Hordeum vulgare* par El Goumi et *al*. (2014), où le stress salin a réduit la croissance des jeunes feuilles et des racines. Selon Munns et Tester (2008), le stress salin induit, dans un premier temps, des changements rapides osmotiques qui affectent la croissance des racines en un temps rapide et par conséquent, la perturbation du développement des parties aériennes.

L'inoculation de l'orge par les champignons endophytes a amélioré la longueur de la racine principale. Yurieva et *al*. (2018), ont rapporté que *Penicillium funiculosum* a favorisé la croissance des racines de soja, et a augmenté la biomasse sèche des racines.

Les champignons endophtes n'exercent aucun effet significatif sur la hauteur des plantes de blé dur et d'orge. Des résultats différents ont été indiqués par Rahman et Saiga (2005), qui ont montré que sous stress abiotiques, la hauteur de la plante a été montrée significativement supérieure chez les plantes infectées par les champignons endophytes que les plantes non infectées.

Au stade début épiaison, la salinité a provoqué une diminution de la surface foliaire totale des deux espèces étudiées. Des résultats similaires ont été rapportés pour l'orge par Katerji et *al.* (2006), ainsi que pour le blé dur, pour atténuer les effets de la limitation de la disponibilité de l'eau en conditions de stress salin (Laribi et *al.*, 2016). Ces résultats concordent aussi avec ceux trouvés par Kadri et *al*. (2009), qui ont montré une réduction de la surface foliaire de certaines espèces végétales. Ils ont attribué la réduction de la photosynthèse à la diminution de la surface foliaire, à la fermeture des stomates et à la déficience de la fixation du gaz carbonique.

La réponse immédiate au stress salin est la réduction de la surface foliaire. La limitation de la croissance foliaire lors d'un stress salin représente un mécanisme adaptatif qui permet de réduire la transpiration et donc de maintenir l'état hydrique des plantes, ceci traduit une différence dans la régulation des gènes affectant la croissance chez les racines et les parties aériennes lors d'un stress (Wu et Cosgrove, 2000).

Les champignons endophytes ne présentent aucun effet significatif sur la surface foliaire développée par le blé dur cultivé sur sols salés, Morse et *al.* (2002) trouvaient que la surface foliaire développée par les plantes en absence des champignons endophytes est importante que celle enregistrée en présence des endophytes sous stress abiotiques. Par contre, cette surface augmente chez l'orge en présence des endophytes. En réponse aux stress abiotiques, l'infection par les endophytes affecte positivement la croissance des graminées en termes de surface foliaire (Malinowski et Belesky 2000).

Le poids sec des parties aériennes et souterraines de blé dur et de la partie racinaire de l'orge diminue sous l'effet du stress salin. Les mêmes résultats ont aussi été signalés par Chen et *al*. (2007), Benmahioul (2009) et El Goumi et *al*. (2014). Cette diminution peut être causée par l'augmentation de la concentration de Cl^- dans le tissu (Tavakkoli et *al*., 2011). La réduction de la biomasse de la tomate dans des conditions de solution saline est un indicateur majeur de la limitation de la croissance. La salinité a eu des effets néfastes non seulement sur la biomasse sèche racinaire, mais aussi sur les autres paramètres morphologiques tels que la surface et la densité racinaire. De nombreux travaux rapportent une réduction du poids de la biomasse végétale et de la croissance sous l'effet de la salinité chez différentes espèces dont 1'orge (El Mekkaoui et *al*., 1994), le sorgho (Igartua et *al*., 1995), la luzerne (Mezni et *al*., 2002), le riz (Dhanyalakshmi et *al*., 2013), la tomate (Taffouo et *al*., 2010) et le blé dur (Bouthour et *al*., 2015).

La réduction de la croissance des plantes dans des conditions salines peut être due soit à la diminution de la disponibilité d'osmoticums ou à l'accumulation excessive des ions dans les tissus végétaux (Wang et *al*., 2015). Pour s'adapter au stress salin, la plante peut éviter les dommages par la réduction de sa croissance (Zhu, 2002 ; Benmahioul et *al*., 2009). C'est l'effet le plus commun des stress abiotiques sur la physiologie des plantes. En effet, le retard de développement permet à la plante d'accumuler de l'énergie et des ressources pour combattre le stress avant que le déséquilibre entre l'intérieur et l'extérieur de l'organisme n'augmente jusqu'à un seuil où les dommages seront irréversibles (Zhu, 2001). Ainsi, la plante semble s'adapter au stress salin en réduisant en premier lieu son système racinaire préservant la partie aérienne pour maintenir et assurer la production de photosynthétats (Hamrouni et *al.*, 2011). En outre, Albacete et *al*. (2008) rapportent que le stress salin altère l'équilibre hormonal (cytokinines/auxines) affectant la croissance des parties aériennes et les changements dans la répartition de la biomasse.

Les résultats de la présente étude montrent une importante augmentation de la biomasse racinaire chez l'orge en présence des champignons endophytes, sous stress salin. Harman et *al*. (2004) signalent que l'inoculation des plantes par *Trichoderma* améliore la tolérance systémique au stress salin chez les plantes. Le *Trichoderma* atténue les conséquences liées au sel chez les plantes, ce qui

se traduit par une augmentation considérable de la croissance et de la production de biomasse (Rasool et *al*., 2013 ; Ahmad et *al*., 2014). L'augmentation de la croissance et de la biomasse végétale suite à une application de *Trichoderma* peut être due à sa capacité de produire des phytohormones telles que les gibbérellines et les cytokines, ce qui peut non seulement favoriser la croissance mais aussi offrir aux plantes une certaine tolérance dans un environnement salin (Iqbal et Ashraf, 2013, Ahmad et *al*., 2015). Ces résultats sont similaires à ceux trouvés par Waqas et *al*. (2012) qui ont remarqué que les champignons endophytes augmentent significativement la biomasse végétale et la croissance des plantes.

Khan et *al*. (2011) montrent que les champignons endophytes produisent les gibbérellines (GA1, GA4, GA8 et GA9), l'acide indole-acétique (IAA) et l'acide abscissique (ABA). Les acides gibbérelliques (GA) sont des métabolites secondaires impliqués dans divers processus de développement, notamment la germination des graines, la dormance, l'élongation de la tige et la floraison. L'application exogène de GA améliore la croissance et le rendement des plantes (Hamayun et *al*., 2010). Les GA bioactives et non bioactives étaient identifiées et quantifiées dans le filtrat de culture des endophytes *Aspergillus fumigatus* (Hamayun et *al*., 2009), *Phoma sp*. (Hamayun et *al*., 2010) et *Penicillium funiculosum* (Khan et *al*., 2011). Radhakrishnan et *al*. (2013) montrent des effets positifs des GA sécrétés par les champignons endophytes dans la tolérance de la plante de soja à la salinité. Khan et *al*. (2011) indiquent que les GAs (GA7, GA8, GA9 et GA20) produits par *Penicillium funiculosum* pourraient augmenter la croissance des plantes dans des conditions de salinité. La sécrétion des composés favorisant la croissance des plantes tels que l'acide gibbérellique (GA) et l'acide indole acétique (IAA), à partir des endophytes est une des raisons de la croissance accrue des plantes dans des conditions de stress abiotiques (Khan et *al*., 2012). L'endophyte *Aspergillus aculeatus* a un effet important sur l'atténuation du stress salin en produisant de l'acide indole-3-acétique; conférant plantes une tolérance à ce stress (Li et *al*., 2017).

L'ABA est impliqué dans la régulation des voies de signalisation dans la croissance et le développement des plantes sous stress abiotique. L'augmentation du niveau d'ABA chez les plantes stressées favorise la fermeture stomatique afin de minimiser la perte d'eau, puis intervient dans l'atténuation du stress, l'activation de nombreux gènes sensibles au stress, ce qui augmente la tolérance de la plante aux stress hydrique et salin (Khan et *al*., 2013).

Les résultats obtenus par Mohamed-Mahmoud et *al*. (2017) montrent une amélioration de la croissance végétale, qui était significative en présence de *Penicillium sp*., *Aspergillus sp*. sur l'orge et en présence de *Chaetomium sp*. sur le blé dur.

Les résultats de la teneur relative en eau (TRE ou RWC) des feuilles montrent qu'une évolution a été enregistrée chez le blé dur et l'orge cultivés sur le sol moyennement salé (8dS/m) par rapport à

celles enregistrées sur le sol faiblement salé (2,5dS/m). Le maintien d'une teneur relative en eau élevée, sous stress salin, est une forme remarquable de résistance (Kara et Brinis, 2012). Alors qu'elle est réduite lorsque les plantes de blé dur et d'orge sont soumises à des concentrations élevées en sel (14dS/m). Selon Rochdi et *al*. (2005), les effets négatifs des sels sur la plante sont plus perceptibles sur les feuilles. Cette sensibilité foliaire s'accentue avec l'augmentation des concentrations de chlorure de sodium (NaCl). En effet, l'augmentation de cette dernière entraîne une diminution de l'hydratation des tissus (Hamrouni et *al*., 2008). Ce processus conduit à un dessèchement des feuilles (Blumwald, 2000), une diminution du contenu relatif en eau des feuilles suite à la perte d'eau cellulaire (Mehani et *al*., 2012), une réduction générale de la croissance (Blumwald, 2000), la transpiration (Veslues et *al*., 2006), l'absorption hydrique par les racines (Urban et Urban, 2010) et perturbe l'homéostasie cellulaire (Perdiguero et *al*., 2013 ; Iqbal et *al*., 2014). Des études faites sur le blé (Morant-Manceau et *al*., 2004) et le maïs (Cui et *al*., 2015) font ressortir des résultats similaires concernant la baisse de la teneur relative en eau. Ceci peut être dû à la toxicité des ions Na^+ et/ ou Cl^- accumulés dans le cytoplasme à des niveaux dépassant la capacité de compartimentation dans la vacuole (Rochdi et *al*., 2005).

Les champignons endophytes ne présentent aucun effet marquant sur la teneur relative en eau (TRE) des feuilles de blé dur. Assuero et *al*. (2006) ne rapportent aucun effet significatif des endophytes sur la TRE, les plantes infectées tendent à avoir une TRE légèrement plus élevé que celle des plantes non infectées. L'effet des champignons endophytes sur la teneur relative en eau des feuilles d'orge est plus important. En effet, la teneur enregistrée en présence des endophytes est supérieure à celle enregistrée en leur absence. Siddiqui et *al*. (2014) suggèrent que la teneur relative en eau diminuait dans les cultures de maïs et de riz sous stress salin mais augmentait en raison de l'application de *Trichoderma*. Une quantité élevée de la teneur relative en eau dans les feuilles est une stratégie principale pour maintenir une croissance optimale des plantes sous salinité. Il a été signalé que *Trichoderma harzianum* offre une meilleure capacité à réguler les relations hydriques intracellulaires supplémentaires en raison de l'accumulation de biomasse résultant de l'absorption d'une plus grande quantité d'eau sous stress salin (Rawat et *al*., 2011 ; Hashem et *al*., 2014).

La teneur relative en eau des feuilles d'orge sur le sol moyennemt salé était significativement plus élevée en absence des endophytes, comparativement aux plantes inoculées par *E. phragmospora*, *A. chlamydospora*, *F. equiseti*, *Ch. coarctatum* et *F. graminearum*. Ce résultat est conformé à l'hypothèse qui montre que les endophytes promeuvent les stratégies de conservation de l'eau chez les plantes en situation de stress (Malinowski et Belesky, 2000).

Les données de la nutrition minérale, chez le blé dur, révèlent que la salinité des sols n'exerce aucun effet significatif sur le contenu foliaire en ion Na^+. Par contre, chez l'orge, cette teneur se

trouve significativement affectée par la salinité; en effet, les concentrations des ions Na^+ au niveau des feuilles diminuent avec l'augmentation de la salinité des sols (14dS/m), en inscrivant un taux de réduction de 12,60%. D'après Radhouane (2013), la présence de NaCl dans le substrat ou dans l'eau d'irrigation entrainera une forte réduction des quantités de sodium au niveau des feuilles. D'une manière générale, les glycophytes les plus sensibles au chlorure de sodium n'importent que très peu de Na^+ dans leurs parties aériennes, une meilleure tolérance des plantes au stress salin réside dans le maintien d'une faible concentration en Na^+ (Haddad et Coudret, 1991). En revanche, les résultats obtenus par Bouaouina et *al*. (2000) ; Ibriz et *al*. (2005) indiquent que l'augmentation de la salinité du milieu augmente la teneur en Na^+ dans toutes les parties de la plante. L'augmentation de la concentration du NaCl et du Na_2SO_4 dans le milieu de culture provoque une augmentation de l'absorption de sodium par les plantes (Bouzid, 2010). Apparemment, cette augmentation résulte de la diminution du potentiel osmotique du contenu cellulaire et d'un niveau élevé d'absorption d'eau (Silva et *al*., 2015). Selon les travaux de Tester et Davenport (2003) ; Zhu et *al*. (2001), les fortes teneurs en sodium dans la plante entraînent un déséquilibre ionique qui affecte la croissance, la division et la survie des cellules.

L'apport de la solution saline à deux génotypes d'orge, provoque une migration du Na^+ dans les parties aériennes avec une forte accumulation dans les feuilles par rapport aux racines (Hassani et *al*., 2008). La relative halotolérance de certaines espèces comme l'orge, la tomate ou encore le tabac semble être liée à leur capacité à stocker les ions Na^+ dans la vacuole (Levigneron et *al*., 1995). Les plantes tolérantes au sel accumulent de faibles concentrations en Na^+, par contre, les variétés sensibles au stress salin présentent des concentrations en Na^+ très élevées dans leur système végétatif (Shabala et *al*., 2013).

Des travaux menés par Ouerghi et *al*. (2000) montrent que les teneurs en Na^+ sont plus élevées dans les parties aériennes et que ce cation migre vers les feuilles pour s'y accumuler.

Les résultats retenus de la présente étude révèlent une évolution de la teneur en potassium K^+ chez le blé dur cultivé sur sol à salinité 8dS/m par rapport à celle constatée sur le sol faiblement salé (29,72±17,56ppm). Contrairement au blé dur, les teneurs de cet ion diminue avec l'augmentation de la salinité du substrat de culture de l'orge. Haoula et *al*. (2007) montrent que sous des concentrations dépassant le seuil de 50mM de NaCl, la salinité réduit nettement les teneurs en potassium du feuillage et des racines du ray-grass. La salinité peut affecter l'absorption de K^+, en fonction des espèces et du niveau de salinité (R'him et *al*., 2013). Le potassium s'accumule davantage dans les plantes de l'orge lorsque le milieu de culture s'enrichit en KCl. Chez cette même espèce, les travaux de Ben Khaled et *al*. (2007) montrent que le potassium est l'un des ions minéraux intervenant dans l'ajustement osmotique, il joue aussi un rôle important dans la photosynthèse.

Selon Belfakih et *al.* (2013) ; Kaci et *al.* (2012), la plante absorbe et véhicule le maximum de potassium vers la partie aérienne afin d'assurer un ajustement osmotique. Selon Willenborg et *al*., (2004), les teneurs élevées en K^+ dans les feuilles et les racines sont corrélées avec la tolérance au sel. Almeida et *al*. (2014) constatent que la tolérance à la salinité chez la tomate est souvent associée aux capacités particulières de maintenir une teneur élevée en K^+.

Les résultats obtenus par Boukraa (2008) sur les plantes d'*Atriplex halimus* traitées au NaCl ou NaCl+CaCl2 à 300 et 600meq/l indiquent que les teneurs de K^+ baissent dans les feuilles quand le milieu salin est concentré en NaCl. L'accumulation des ions Na^+ affecte l'absorption de K^+, selon Ehret et *al*. (1990), une concentration cellulaire élevée en Na^+ diminue l'absorption de K^+ par la plante et même celle du Ca^{++} ; ce déséquilibre nutritionnel est une cause de la réduction de la croissance sous stress salin.

Ould El Hadj-Khelil (2001) a signalé une forte diminution de K^+ dans tous les organes des plantes de tomate cultivées en présence de NaCl à 50mM et en présence de NaCl à 100mM, cette diminution a été relié avec la forte augmentation de la teneur en sodium, tout particulièrement dans les tiges et les feuilles âgées.

L'effet inhibiteur du traitement salin sur l'absorption de K^+ a été observé chez le blé tendre (Clarcke et Mc Laig, 1989), l'olivier (Ottow et *al*., 2005) et l' *Atriplex halimus* L. (Benlaldj, 2008). Mezni et *al*. (2002) notent que le NaCl entraîne une diminution des teneurs en K^+. Ce phénomène a été expliqué par une interaction compétitive entre le Na^+ et le K^+ ainsi que l'inhibition de la rétention du potassium en présence de fortes concentrations en Na^+, la réduction de l'absorption du K^+ est à l'origine de la diminution de la croissance et de la réduction de la capacité d'ajustement de la plante et de la turgescence (Othman, 2005).

Des concentrations élevées en sel dans le sol diminuent la capacité des plantes à absorber l'eau et les nutriments et perturbent l'équilibre ionique et osmotique de la cellule (Shilpi et Narendra, 2005). Les ions Na^+ entrent également en compétition avec les ions K^+ et peuvent les remplacer en se liant à un certain nombre d'enzymes et de protéines cytosoliques, perturbant le métabolisme cellulaire dans les racines et les tissus foliaires (Shabala et Cuin, 2007).

L'inoculation par les champignons endophytes a augmenté l'accumulation de K^+ et diminué la concentration de Na^+ chez le blé dur et l'orge. De nombreux chercheurs ont tenté de découvrir que les champignons endophytes avaient des effets positifs sur l'homéostasie ionique, ils ont montré que ces champignons contribuaient à maintenir une assimilation élevée de K^+, et une faible accumulation de Na^+, ce qui confirme le fait que les champignons peuvent protéger la plante contre les effets délétères des ions en atténuant l'absorption de Na^+ par les plantes en condition saline (Li et *al*., 2017). Les champignons endophytes peuvent être une source d'éléments minéraux (Shankar et *al.*, 2008). Ils ont

aussi un rôle important dans le transport, la mobilisation et la translocation des éléments minéraux tout en favorisant l'assimilation de ces éléments par la plante (Unnikumar et *al*., 2013). Waqas et *al*. (2012) a mis en exergue que les endophytes fongiques jouent un rôle dans l'assimilation des nutriments essentiels (potassium, calcium et magnésium), et réduisent ainsi la toxicité du Na^+ sous stress salin.

La salinité ne présente aucun effet significatif sur la teneur en sucres des feuilles de blé dur. Par contre, une diminution de la teneur en sucres des feuilles a été notée avec l'augmentation de la salinité des sols chez l'orge. Cette diminution serait le résultat d'une remobilisation des sucres vers les tiges (Boubaker et *al*., 1999). Une accumulation accrue de sucres a été signalée chez de nombreuses espèces exposées à la salinité telles que l'orge (Hassani et *al*., 2008), la luzerne (Ibriz et *al*., 2004), le tournesol (El Midaoui et *al*., 2007)., elle a été associée à des mécanismes de tolérance à la sécheresse et à la salinité (Gilbert et *al*., 1997). Cependant, dans cette étude, le taux de sucres dans les feuilles d'orge a été réduit avec l'augmentation de la salinité, ces constats quoi que non habituels en cas de salinité ont été rapporté par Ottow et *al*. (2005) chez les feuilles de l'olivier.

Dubey et Singh (1999) ont également signalé que la teneur en sucre augmentait plus chez les cultivars sensibles que chez les cultivars tolérants. Chez la tomate, le cultivar sensible au sel pouvait accumuler des hexoses et du saccharose sous stress salin, tandis que leurs concentrations demeuraient inchangées ou diminuaient chez ceux tolérants au sel (Balibrea et *al*., 2000).

Une augmentation des concentrations de sucres en réponse au stress salin a été signalée uniquement chez les cultivars de riz sensibles au sel, mais pas chez les cultivars tolérants et modérément tolérants (Pattanagul et Thitisaksakul, 2008). Les résultats actuels sont en accord avec ceux de Liu et Staden (2001), qui ont montré que le soja tolérant au sel se caractérise par une diminution de l'accumulation de saccharose dans des conditions salines. Les altérations métaboliques et la réduction de la photosynthèse par accumulation de sucre pourraient contribuer à la sensibilité au sel, ce qui limite la croissance du cultivar sensible au sel dans des conditions de stress salin (Koch, 1996).

Les différents endophytes n'exercent aucun marquant sur la teneur des feuilles de blé et d'orge en sucres. Un résultat opposé a été constaté suite à l'inoculation du ray-grass vivace avec *Aspergillus aculeatus* sous stress salin, où une augmentation de cette teneur a été constatée. Ces résultats suggèrent que l'accumulation élevée de sucres solubles en présence d'*Aspergillus aculeatus* pourrait contribuer au mécanisme de protection en adaptant et en ajustant l'équilibre osmotique dans le ray-grass vivace contre le stress salin (Li et *al*., 2017).

Concernant l'estimation de la teneur en proline des feuilles de blé dur et d'orge, les résultats indiquent que la salinité exerce un effet significatif sur cette teneur. En effet, les teneurs en proline

augmentent avec l'augmentation de la salinité du substrat. Des résultats similaires ont été mis en évidence chez l'orge (Zerrad et *al*., 2006), le blé dur (Chorfi, 2009), le Pistachier de l'atlas (Benhassaini et *al*., 2012) et le riz (Joseph et *al*., 2015).

La proline est l'un des osmolytes accumulés par les plantes en situation de stress (Hydrique, salin et thermique). Lors d'un stress osmotique, sa biosynthèse est augmentée dans les chloroplastes (Székely et *al*., 2008), son accumulation chez les plantes stressées a un rôle de protection de la membrane cellulaire et participe à l'ajustement osmotique (Verbruggen et Hermans, 2008), suite à la perturbation du métabolisme des protéines (Lepengue et *al*., 2012). Elle agit en tant que composé soluble compatible sans exercer d'effet toxique comme le cas des ions (Silva-Ortega et *al*., 2008). En plus du rôle osmotique attribué à la proline, celle-ci intervient dans la détoxication des formes actives d'oxygène (Hong et *al*., 2000) et dans la stabilisation des protéines (Majumder et *al*., 2010). Le processus d'accumulation de la proline dans les tissus foliaires est considéré comme un critère d'adaptation (Szabados et Savoure, 2010). Elle permet aux plantes de supporter le manque d'eau par une diminution du potentiel osmotique (Nana et *al*., 2009). La synthèse de cet acide aminé à partir du L-Glutamate est catalysée par une enzyme : D1-pyrroline-5-carboxylate synthetase (P5C synthétase) dont la synthèse est induite par le stress salin (KaviKishor et *al*., 2005 ; Szabados et Savoure, 2010). Selon Bidai (2001), cet acide aminé se concentre préférentiellement dans les feuilles à des teneurs significativement élevées, lorsque la salinité du milieu en sel augmente.

La teneur la plus importante en proline a été observée sur les feuilles d'orge cultivée sur le sol fortement salé (14dS/m). Les résultats de Mouloud-Ait Haddou et *al*. (2002) révèlent que l'accumulation de la proline est conditionnée par de plus fortes concentrations en sel, ils ont constaté une absence de l'effet de sel sur l'accumulation de la proline en appliquant des concentrations de 0 à 70mM de NaCl. Selon Townsend (1980), il faudrait en effet de 100 à 150mM de NaCl pour induire l'accumulation de la proline.

Pour l'accumulation de la proline, en tenant compte de l'infection endophytique, les résultats montrent que les quantités accumulées par le blé dur et l'orge infectés sont plus élevées que celles enregistrées chez les plantes non infectées. Les quantités accumulées augmentent avec l'augmentation de la salinité des sols. Ces résultats sont similaires à ceux de (Pinior et *al*., 2005 ; Dardanelli et *al*., 2010), qui ont rapporté une augmentation de la teneur en proline chez les plantes traitées par des endophytes sous stress salin.

L'augmentation de la teneur en proline est un ajustement indicatif du potentiel osmotique des feuilles, nécessaire pour améliorer l'équilibre intracellulaire en situation de stress salin (Misra et Gupta, 2005). Une teneur élevée en proline a été signalée chez les plantes de ray-grass inoculées par *Aspergillus aculeatus* sous stress salin. Par conséquent, nous supposons que les champignons

pourraient augmenter la capacité des plantes de ray-grass vivaces à résister au stress salin (Li et *al*., 2017).

Les pigments chlorophylliens (Chlorophylle a, b et totale) ont été montrés affectés négativement par la salinité des sols, chez le blé dur. La diminution des teneurs est d'autant plus marquée avec la sévérité de la contrainte saline (Salinité du sol 8dS/m). Ces résultats montrent que le stress salin engendre une diminution de l'activité photosynthétique des plantes et concordent donc avec ceux trouvés par Leblebici et *al*. (2009), rapportant la réduction de la teneur en pigments chlorophylliens chez *Spirodela polyrrhiza*, sous contrainte saline.

Tahri et *al*. (1998) montrent que chez le blé, une grande accumulation de proline est corrélée à une diminution en pigments chlorophylliens a, b et totaux. Ces résultats suggèrent l'existence d'une compétition entre les pigments chlorophylliens et la proline sur leur précurseur commun, le glutamate, peut être à l'origine de cette évolution (Grennan, 2006). Les travaux de Zheng et *al.* (2008) indiquent que la réduction significative de la biomasse sous stress salin, serait une conséquence de la réduction des teneurs en chlorophylles surtout la chlorophylle a, siège de la photosynthèse et de la production de matières sèches solubles. Des résultats similaires ont été observés par Kaya et *al*. (2009), sur le piment.

L'effet de la salinité sur la photosynthèse se manifeste essentiellement par la réduction de l'assimilation du CO2, la conductance stomatique et le ralentissement de l'activité du transport des électrons du photosystème II. La réduction de la photosynthèse par la salinité est l'une des causes majeures de la réduction de la croissance et de la productivité végétale. Dans ce sens, les mesures de la photosynthèse sont souvent utilisées dans les études d'adaptations des plantes à différentes contraintes du milieu, telle que la salinité (Farissi et *al*., 2014). Le stress salin affecte directement la fonction des chloroplastes, en dégradant les enzymes, ce qui entraîne une réduction importante de la photosynthèse des plantes (Siddiqui et *al*., 2014).

Chez l'orge, il a été observé une augmentation des chlorophylles a, b et totale. Ces résultats rejoignent ceux de Sharaf et *al*. (1990) sur la tomate. Plusieurs études suggèrent que la teneur en chlorophylle est un marqueur biochimique de la tolérance au sel chez les plantes. Les plantes tolérantes au sel présentent des niveaux de chlorophylle (Chlorophylle a, b et totale) augmentés ou inchangés dans des conditions de salinité, tandis que les teneurs en chlorophylle diminuent chez les plantes sensibles au sel (Stepien et Johonson, 2009; Ashraf et Harris, 2013). La diminution de ces pigments sous stress salin est considérée comme le résultat d'une synthèse lente ou d'une décomposition rapide des pigments dans les cellules (Ashraf, 2003). Cette réduction de la concentration des chlorophylles pourrait aussi être attribuée à une activation de la dégradation enzymatique par des chlorophyllases (Rao et Rao, 1981).

De plus, les teneurs en caroténoïdes en tant que pigments auxiliaires étaient augmentées chez le blé dur et l'orge sur les différents sols. Plusieurs études ont montré le rôle des caroténoïdes comme antioxydant efficace qui protège et stabilise les processus photochimiques de la photosynthèse dans des conditions de stress (Zraibi et *al*., 2012). Par conséquent, Rahneshan et *al*. (2018), ont suggéré que les espèces en maintenant la teneur totale en chlorophylle et en caroténoïdes sont plus tolérantes à la salinité.

L'inoculation de blé dur et d'orge par les champignons endophytes dans un environnement salin a entraîné une augmentation considérable des pigments photosynthétiques testés (Chlorophylle a, b, totale et caroténoïdes). La synthèse des enzymes chlorophylliennes et des phytohormones, sous stress biotiques, chez les plantes, est stimulée par les champignons endophytes (Rawat et *al*., 2011 ; Zhang et *al*., 2013 ; Hashem et *al*., 2014). Les résultats de Mishra et Salokhe (2011) indiquent que l'inoculation de *Trichoderma* aux semences améliorait la performance du système pigmentaire PSII chez les plantes dans des conditions de salinité.

Johnson et *al*. (2014) montrent que le champignon endophyte *Piriformospora indica* a la capacité d'extraire, de mobiliser et de transporter les micronutriments du sol (le fer, le chlore, le molybdène,..) qui peuvent jouer un rôle important dans la photosynthèse, la constitution des enzymes, la formation des chlorophylles et d'autres molécules essentielles à la vie végétale, et de les rendre disponibles à la plante. Cet endophyte peut protéger la plante contre la toxicité de ces éléments (Gill et *al*., 2016). L'augmentation de la teneur en chlorophylle, stimulée par *Piriformospora indica* sous stress salin, explique l'observation courante selon laquelle les plantes colonisées par *Piriformospora indica* présentent un poids frais et sec plus élevé (Sun et *al*., 2014). *Piriformospora indica* améliore, également, la tolérance au stress salin chez l'orge et le riz en augmentant l'activité des pigments photosynthétiques chez les plantes colonisées (Waller et *al*., 2005 ; Jogawat et *al*., 2013). L'endophyte *Aspergillus aculeatus* peut coloniser les plantes et améliorer la photosynthèse et la teneur en chlorophylle et faciliter la croissance des plantes en cas de stress (Xie et *al*., 2014).

Conclusion et perspectives

Conclusion et perspectives

Dans le but d'apporter des éclaircissements sur le rôle des champignons endophytes à la tolérance des plantes cultivées aux conditions de salinité, des travaux expérimentaux ont été consacrés à l'étude du comportement de deux espèces céréalières: blé dur (*Triticum durum* Desf. variété Siméto) et orge (*Hordeum vulgare* L. variété Saida$_{183}$), soumises à différentes conditions de salinité en absence et en présence des endophytes isolés à partir du système racinaire des plantes spontanées poussant en milieux salés.

Toutes les espèces végétales sélectionnées ont été abritées par des champignons endophytes. L'identification de ces endophytes, en se basant sur les critères morphologiques a permis d'identifier uniquement le genre *Fusarium sp*., isolé à partir de *Suaeda fruticosa*.

Les techniques moléculaires utilisées dans la présente étude, comprenant le séquençage et l'analyse phylogénétique, ont permis l'identification de l'ensemble des espèces de champignons endophytes isolés. Tous les isolats décrits dans cette étude appartiennent aux *Ascomycètes* (*Ascomycota*). Ils étaient dominés par deux classes : *Dothideomycetes*: 50% et *Sordariomycetes*: 50%. Notre étude suggère que la région ITS de l'ADNr est plus précise et a plus de potentiel que la région 18S pour l'identification des différentes espèces de champignons endophytes.

La communauté fongique isolée était caractérisée par cinq genres de champignons: *Alternaria* (*A. chlamydospora*), *Embellisia* (*E. phragmospora*), *Phoma* (*Ph. betae*), *Fusarium* (*F. equseti* et *F. graminearum*) et *Chaetomium* (*Ch. coarctatum*). Le champignon '*Chaetomium coarctatum*' était l'endophyte commun au niveau des trois parcelles.

Le blé dur et l'orge sont des espèces de cultures économiquement importantes. La présente étude a montré que le NaCl affecte négativement la germination et la croissance de ces deux spéculations. L'ensemble des champignons endophytes testés ont montré leurs effets sur les graines de blé dur et d'orge pour faire progresser leur germination et leur croissance (Longueur des radicules et des coléoptiles et le nombre des racines totales élaborées) sous différentes concentrations de NaCl. Il a été suggéré que l'application des endophytes semble améliorer la tolérance de blé dur et d'orge au sel grâce à la synthèse de certains régulateurs de croissance végétale.

Les résultats de cette étude révèlent aussi que la tolérance de *Triticum durum* Desf. et *Hordeum vulgare* L. à la salinité, dépend de la sévérité de ce stress. Le sol à forte salinité pénalise la croissance des plantes (surtout le blé) et provoque des modifications dans la composition organique et minérale des feuilles. L'orge et le blé expriment une variation de comportement et de réponse à la salinité.

Les interactions fongiques endophytes peuvent améliorer la croissance du blé dur et de l'orge sur des sols salés. Les endophytes semblent conférer aux plantes une tolérance aux sels ; l'atténuation de

l'effet du sel et l'accélération de la croissance des plantes, impliquant plusieurs mécanismes : (a) l'amélioration de la croissance de blé et d'orge (b) le maintien d'une teneur relative en eau élevée au niveau des feuilles ; (c) la diminution de l'accumulation de sodium Na^+ ; (d) l'augmentation des teneurs en potassium K^+, en sucres solubles et en proline impliqués dans l'ajustement osmotique en situation de stress salin ; (e) l'augmentation de la teneur des pigments photosynthétiques qui protègent et stabilisent les processus photochimiques de la photosynthèse dans des conditions de stress.

Les résultats obtenus indiquent que le prétraitement des graines de blé dur et d'orge avec les champignons endophytes serait utile pour une agriculture durable afin d'améliorer leur croissance dans des conditions de salinité. La communauté fongique des racines dans la végétation naturelle soumise à un stress abiotique ouvre des possibilités d'investigations supplémentaires sur le rôle des endophytes. Il est donc impératif de conserver les endophytes de ces plantes, *ex situ*, afin de découvrir leur rôle sur la tolérance des plantes aux stress biotiques et abiotiques.

Le présent travail, ouvre de nouvelles perspectives de recherches permettant d'expliquer la relation qui semble exister entre les plantes cultivées et les champignons endophytes sous conditions stressantes. Pour ce faire il serait donc nécessaire de:

- Refaire l'essai en modifiant certaines conditions de la culture ; méthode d'inoculation des endophytes, densité d'irrigation…etc.
- D'autres études sont nécessaires pour explorer le potentiel des champignons endophytes dans le secteur de la protection des plantes.
- Etudier cette symbiose sur terrain pour comprendre les complexités des interactions entre les champignons endophytes et les plantes et leurs conséquences sur la croissance et le développement, cela pourrait éventuellement mener au développement d'une agro-technologie pour un rendement accru et à la culture durable des espèces cultivées.
- Utiliser ces endophytes comme bio-ressources pour des molécules bioactives d'importance pharmacologique et industrielle.

Références bibliographiques

Référence bibliographiques

Abdelkader S., Ramzi C., Mustapha R., Houcine B., M'barek B.N., Inagaki M.N. and Abdallah B. 2015. Effect of Salt Stress on Germination and Biological Growth of 50 Genotypes of Durum Wheat (*Triticum durum* Desf.). Pakistan Journal of Nutrition **14** (12): 957.

Abdelly C. 2005. Utilisation des halophytes pour la réhabilitation et la valorisation des sols salins. Séminaire international sur l'amélioration des productions végétales (APV2005)-LRGB-INA-Alger. PP.123-126.

Adel J. and Bader J. 2002. Studies of some traits related to salinity tolerance in bread wheat *(Triticum aestivum* L.*).* Proceeding of the International Symposium on optimum resources utilization in salt-affected Ecosystems in arid and semi-arid regions, Cairo, Egypt, 102p.

Adjel F., Bouzerzour H. and Benmahammed A. 2013. Salt Stress Effects on Seed Germination and Seedling Growth of Barley (*Hordeum Vulgare* L.) Genotypes. Journal of Agriculture and Sustainability **3** (2): 223-237.

Ahmad P., Abeer H., Elsayed F.A.A., Alqarawi A.A., Riffat J., Dilfuza E. and Salih G. 2015. Role of *Trichoderma harzianum* in mitigating NaCl stress in Indian mustard (*Brassica juncea* L.) through antioxidative defense system. Frontiers in Plant Science **6**: 868.

Ahmad P., Ozturk M., Sharma S. and Gucel S. 2014. Effect of sodium carbonate-induced salinity-alkalinity on some key osmo- protectants, protein profile, antioxidant enzymes, and lipid peroxidation in two mulberry (*Morus alba* L.) cultivars. Journal of Plant Interactions **9**: 460–467.

Ahmed N., Hamayun M., Khan S.A., Khan A.L., Lee I.J. and Shin D.H. 2010. Gibberellin-producing endophytic fungi isolated from *Monochoria vaginalis*. Journal of Microbiology and Biotechnology **20** (12): 1744–1749.

Alais C., Linden G. et Micho A. 2003. Biochimie Alimentaire. 5ème Ed. Dunod, 131p.

Albacete A., Ghanem M.E., Martínez-Andújar C., Acosta M., Sánchez-Bravo J., Martínez V., Lutts S., Dodd I.C. and Pérez-Alfocea F. 2008. Hormonal changes in relation to biomass partitioning and shoot growth impairment in salinized tomato (*Solanum lycopersicum* L.) plants. Journal of Experimental Botany **59** (15): 4119-4131.

Albouchir A. 2001. Contrainte de la production oasienne et stratégie pour un développement durable, cas des oasis de Nefzoaua (Sud Tunisien) Sécheresse, 12P.

Alem C., Labhilili M., Brahmi K., Jlibene M., Nasrallah N. and Filali-Maltouf A. 2002. Adaptations hydrique et photosynthétique du blé dur et du blé tendre au stress salin. C. R. Biologies **325**: 1097-1109.

Allagui M.B., Andreotti V.C. et Cuartero J. 2005. Détermination de critères de sélection pour la tolérance de la tomate à la salinité. À la germination et au stade plantule. Ann INRAT **67** : 45-65.

Almeida P., De Boer G. and De Boer A.H. 2014. Differences in shoot Na^+ accumulation between two tomato species are due to differences in ion affinity of HKT1;2. J. Plant Physiol. **171**: 438–447.

Altschul S.F., Madden T.L., Schaffer A.A. and Zhang J. 1997. Gapped BLAST and PSI-BLAST: a new generation of protein database search programs. Nucleic Acids Res. **25**: 3389–3402.

Alva P., McKenzie E.H.C., Pointing S.B., Pena-Muralla R. and Hyde K.D. 2002. Do sea grasses harbour endophytes? Fungal Diversity Research Series **7**: 167-178.

Anderson I.C. and Parkin P.I. 2007. Detection of active soil fungi by RTPCR amplification of precursor rRNA molecules. J. Microbiol. Methods **68**: 248–253.

Arnold A. E., Mejia L.C., Kyllo D., Rojas E.I., Maynard Z., Robbins N. and Herre E.A. 2003. Fungal endophytes limit pathogen damage in a tropical tree. Proceedings of National Academy of Sciences of the USA **100** (26): 15649-15654.

Arnold A.E. 2007. Understanding the diversity of foliar fungal endophytes: progress, challenges and frontiers. Fungal Biology Reviews **21**: 51-66.

Arnon D.T. 1949. Copper enzymes in isolated chloroplasts polyphenol oxidase in Beta vulgaris. Plant Physiology **24**: 1-15.

Ashraf M. 2003. Relationships between leaf gas exchange characteristics and growth of differently adapted populations of blue panic grass (*Panicum antidotale* Retz.) under salinity or waterlogging. Plant Sci. **165**: 69–75.

Ashraf M. 2004. Some important physiological selection criteria for salt tolerance in plants. Flora **199**: 361-376.

Ashraf M. and Harris P.J.C. 2013. Photosynthesis under stressful environments: an overview. Photosynthetica **51** (2): 163-190.

Ashraf M., Athar H.R., Harris P.J.C. and Kwon T.R. 2008. Some prospective strategies for improving crop salt tolerance. Adv. Agron. **97**: 45-110.

Askri H, Rejeb S., Jebari H., Nahdi H. et Rejeb M.N. 2007. Effet du chlorure de sodium sur la germination des graines de trois variétés de pastèque (*Citrus lanatus* L.). Sécheresse **18** (1): 51-55.

Assuero S.G., Tognetti J.A., Colabelli M.R., Agnusdei M.G., Petroni E.C. and Posse M.A. 2006. Endophyte infection accelerates morpho-physiological responses to water deficit in tall fescue. New Zealand Journal of Agricultural Research **49**: 359-370.

Atia A., Smaoui A., Barhoumi Z., Abdelly C. and Debez A. 2011. Differential response to salinity and water deficit stress in *Polypogon monspeliensis* (L.) Desf. Provenances during germination. Plant Biol. **13**: 541-5.

Baatour O., M'rah S., Ben Brahim N., Boulesnem F. et Lachal M. 2004. Réponse physiologique de la gesse (*Lathyrus sativus*) à la salinité du milieu. Revue des Régions Arides, Tome 1, No. spécial: 346- 35.

Bacon C.W. and White J.F. 2000. Physiological adaptations in the evolution of endophytism in the Clavicipitaceae. In: **Bacon C.W. and White J.F.** (Eds.) Microbial Endophytes Marcel Dekker, Inc., New York & Basel. 237-261.

Baenziger M., Setimela PS., Hodson D. and Vivek B. 2006. Breeding for improved abiotic stress tolerance in maize adapted to southern Africa. Agric. Water Manage. **80**: 212–224.

Bahlouli F., Bouzerzour H. and Benmahammed A. 2005. Selection of stable and high yielding cultivar of durum wheat under semi – arid conditions. Pakistan Journal of Agronomy **4** (4): 360-365.

Baldy C. 1984. Utilisation efficace de l'eau par la végétation en climats méditerranéens. Bull. Soc.Boton .Fr 131 (2, 3, 4) (Actuel Boton) 491- 499.

Balibrea M.E., Amico J.D., Bolarín M.C. and Pérez-Alfocea F. 2000. Carbon partitioning and sucrose metabolism in tomato plants growing under salinity. Physiol Plant. **110**: 503.

Barbotin A. 2004. Utilisation d'un modèle de culture pour évaluer le comportement des génotypes: pertinence de l'utilisation d'azodyn pour analyser la variabilité du rendement et de la teneur en protéines du blé tendre. Thèse de Doctorat INA Paris Grignon, 237p.

Barnett H.L. and Hunter B.B. 1998. Illustrated genera of imperfect fungi. 4th ed. St. Paul, Min: APS Press, c 1998. 218p.

Belaid D. 1986. Aspect de la céréaliculture algérienne. Collection le cours d'agronomie office des publications universitaires. 207 p.

Belaid D. 1996. Aspects de la céréaliculture algérienne. INES. D'Agronomie. Batna. 187p.

Belfakih M., Ibriz M., Zouahri A. et Hilali S. 2013. Effet de la salinité sur la croissance des deux variétés de bananier «grande naine » et « petite naine » et leur nutrition minérale au Maroc. Journal of Applied Biosciences **63**: 4689 – 4702.

Belkheiri O. and M. Mulas. 2013. The effects of salt stress on growth, water relations and ion accumulation in two halophyte *Atriplex* species. Environmental and Experimental Botany **86**: 17-28.

Belkhodja M. et Bidai Y. 2004. Réponse des graines *d'Atriplex halimus* L. à la salinité au stade de la germination. Sécheresse **4** (15): 331-334.

Ben Hassine A., Ghanem M.E., Bouzid S. and Lutts S. 2008. An inland and a coastal population of the Mediterranean xero-halophyte species *Atriplex halimus* L. differ in their ability to accumulate proline and glycinebetaine in response to salinity and water stress. J. Exp. Bot. **59**: 1315-1326.

Ben Khaled L., Ouarraqui E.M. et Zid E. 2007. Impact du NaCl sur la croissance et la nutrition de la variété de blé dur Massa cultivée en milieu hydroponique. Acta Botanica Gallica: 101-116.

Ben Miled D., Bousaid M. et Adblkeffi A. 1986. Colloque sur les végétaux en milieu aride. Djerba 8- 10 sept. 1986. Fac. Sci.de Tunis ept. ACCTT. 586.

Benamar B., Daguin F. et Kaid-Harche M. 2009. Effet du stress sal la germination et la croissance *in vitro* du pistachier (*Pistacia vera* L.). Comptes Rendus Biologies **62**: 89-93.

Benhassaini H., Fetati A., Hocine A.K. and Belkhodja M. 2012. Effect of salt stress on growth and accumulation of proline and soluble sugars on plantlets of *Pistacia atlantica* Desf. subsp. *atlantica* used as rootstocks. Biotechnol. Agron. Soc. Environ. **16** (2):159-165.

Benlaldj A. 2008. Effet de la salinité sur la réponse minérale des plantes d'*Atriplex halimus* L. Mémoire de magistère en physiologie végétale, Université Es-Senia, Oran, 50 P.

Benmahammed A. 2004. La production de l'orge et possibilité de développement en Algérie. *Céréaliculture*. ITGC El Harrach, **41**: 34-38.

Benmahioul B., Daguin F. and Kaid-Harche M. 2009. Effect of salt stress on germination and in vitro growth of pistachio (*Pistacia vera* L.). Comptes rendus biologies **332**: 164-170.

Bennaceur M., Rahmoune C., Sdiri H., Meddahi M.L. et Selmi M. 2001. Effet du stress salin sur la germination, la croissance et la production en grains de quelques variétés maghrébines de blé. Sécheresse **12** (3): 167-74.

Bentivenga S.P. and Morton J.B. 1994. Stability and heritability of fatty acid methyl ester profiles of glomalean endomycorrhizal fungi. Mycological Research **98**: 1419-1426

Bidai Y. 2001. Le métabolisme de la proline chez l'*Atriplex halimus* L. stressée à la salinité. Mémoire de magister en physiologie végétale, Université Es-Senia, Oran, pp. 69-71.

Bill I. 2007. La biologie de A à Z : 1100 définitions. Ed. Dunod, Paris, 123p.

Blumwald E. 2000. Sodium transport and salt tolerance in plants. Current Opinion in Cell Biology **12** (4): 431-434.

Botia P., Carvajal M., Cerda A. and Martinez V. 1998. Response of eight Cucumis melo cultivars to salinity during germination and early vegetative growth. Agronomie **18**: 503-513.

Bouaouina S., Zid E. et Hajji M. 2000 . Tolérance à la salinité, transports ioniques et fluorescence chlorophyllienne chez le blé dur (*Triticum turgidum* L.). CIHEAM–Options Méditerranéennes : 239-243.

Boubaker M., Benhammouda M. et Gdiri H. 1999. Réponse du blé dur au stress hydrique et à la pofondeur de semis pendant le stade jeune plante" cahiers sécheresse **10** (1): 35-38.

Bouda S. et Haddioui A. 2011. Effet du stress salin sur la germination de quelques espèces du genre Atriplex. Nature et Technologie **5**: 72-79.

Boufnar-Zaghouane F. et Zaghouane O. 2006. Guide des principales variétés de céréales à paille en Algérie (blé dur, blé tendre, orge et avoine). Ed., ITGC., 154p.

Boukraa D. 2008. Interaction acide sulfosalicylique et salinité sur la réponse de la proline et des variations minérales chez des plantes juvéniles d'*Atriplex halimus*. Mémoire de magister en biologie végétale, Université Es-Senia, Oran: 81P.

Boulal H., Zaghouane O., El Mourid M. et Rezgui S. 2007. Guide pratique de la conduite des céréales d'automne (blé et orge) dans le Maghreb (Algérie, Maroc, Tunisie). Ed., ITGC., INRA., ICARDA. 176p.

Bouthour D., Kalai T., Chaffei H.C., Gouia H. and Corpas F.J. 2015. Differential response of NADP-dehydrogenases and carbon metabolism in leaves and roots of two durum wheat (*Triticum durum* Desf.) cultivars (Karim and Azizi) with different sensitivities to salt stress. Journal of Plant Physiology **179**: 56–63.

Bouzid N. 2010. Étude de la résistance d'*Atriplex halimus* subsp. schweinfurthii aux sels solubles. Acta Botanica Gallica **157** (4): 787-791.

Bozzini A. 1988. Origin, distribution, and production of durum wheat in the world. Dans Fabriani G. et C. Lintas (Ed.). Durum: Chemistry and Technology. AACC (Minnesota), États-Unis. p. 1-16.

Bray E.A., Bailey-Serres J. and Weretilnyk E. 2000. Responses to abiotic stress. In **Buchanan B., Gruissem W. and Jones R.** (Eds.) Biochemistry and molecular biology of plants The American Society of Plant Physiologists 1158–1203.

Buck G.W., West C.P. and Elbersen H.W. 1997. Endophytes effect on drought tolerance in diverse *Festuca* species. In: **Bacon C.W. and Hill N.S.** (Eds.). *Neotyphodium*/Grass interactions. Plenum Press, NewYork; pp. 141-143.

Calvet R. 2003. Le sol: propriétés et fonctions, Constitution et structure, phénomènes aux interfaces. Volume1. France Agricole Edition.

Cao R., Liu X., Gao K., Mendgen K., Kang Z., Gao J., Dai Y. and Wang X. 2009. Mycoparasitism of endophytic fungi isolated from reed on soilborne phytopathogenic fungi and production of cell wall-degrading enzymes in vitro. Current Microbiology **59**: 584-592.

Chaise L., Ferla A.J., Honore A. et Moukhli R. 2005. L'impact du changement climatique sur l'agriculture en Afrique. Atelier Changement Climatique. ENPC.

Chapman H.D., and Pratt P.F. 1961. Methods of Analysis for soils, plants and water. Univ. California, Public Division of Agricultural Sciences, Berkeley, CA, USA. 150-179.

Chartzoulakis K. and Klapaki G. 2000. Response of two greenhouse pepper hybrids to NaCl salinity during different growth stages. Scientia Horticulturae **86**: 247-260.

Chaves M.M., Flexa J. and Pinheiro C. 2009. Photosynthesis under drought and salt stress: regulation mechanisms from whole plant to cell. Annals of Botany **103**: 551–560.

Chaves M.M., Pereira J.S., Rodrigues M.L., Ricardo C.P.P., Osório M.L., Carvalho I., Faria T. and Pinheiro C. 2002. How plants cope with water stress in the Field: photosynthesis and growth. Annals of Botany **89**: 907-916.

Chen Z., Cuin T.A., Zhou M., Twomey A., Naidu B.P. and Shabala S. 2007. Compatible solute accumulation and stress-mitigating effects in barley genotypes contrasting in their salt tolerance. Journal of Experimental Botany **58**: 4245-4255.

Chenchouni H. 2012. Diversité floristique d'un lac du bas-Sahara Algérien. Acta Botanica Malacitana, **37**: 33-44.

Chennafi H. 2012. Amélioration de la Productivité du Blé en Environnement déficitaire en eau, Ed: revue d'agriculture Univ. Setif N° 03.

Chesson P., Gebauer R.L.E., Schwinning S., Huntly N., Wiegand K., Ernest M.S.K., Sher A., Novoplansky A. and Weltzin J.F. 2004. Resource pulses, species interactions, and diversity maintenance in arid and semi-arid environments. Oecologia **141**:236–253.

Chinnusamy V., Schumaker K. and Zhu J.K. 2005. Molecular genetics perspectives on cross-talk and specificity in abiotic stress signalling in plants. J of Experimental Botany **55** (395): 225-236.

Chorfi A. 2009. Contribution à l'étude de la résistance à la salinité chez une variété de blé dur algérien (*Triticum durum* Desf.)Var. mohamed ben bachir. Sciences & Technologie **29**: 41-44.

Clarcke J.M. and McLaig T.M. 1989. Excised leaf water capacity as an indicator of drought resistance of Triticum genotypes. Can. J. Plant Sci. **62**: 571-578.

Clarke J.M., Norvell W.A., Clarke F.R. and Buckley T.W. 2002. Concentration of cadmium and other elements in the grain of near-isogenic durum lines. Can. J. Plan.t Sci. Revue canadienne de phytotechnie **82**: 27-33.

Clay K. and Schardl C. 2002. Evolutionary origins and ecological consequences of endophyte symbiosis with grasses. American Naturalist **160**: S99-S127.

Claydon N., Grove J.F. and Pople M. 1985 Elm bark beetle boring and feeding deterrents from *Phomopsis oblonga*. Phytochemistry **24**: 937-943.

Colmer T.D., Munns R. and Flowers T.J. 2005. Improving salt tolerance of wheat and barley: future prospects. Australian Journal of Experimental Agricultural **45**: 1425–1443.

Conley C.A., Ishkhanova G., McKay C.P. and Cullings K. 2006. A preliminary survey of non-lichenized fungi cultured from the hyperarid Atacama Desert of Chile. Astrobiology **6**: 521–526.

Cui D., Wu D., Liu J., Li D., Xu C., Li S., Li P., Zhang H., Liu X., Jiang C., Wang L., Chen T., Chen H. and Zhao L. 2015. Proteomic Analysis of Seedling Roots of Two Maize Inbred Lines That Differ Significantly in the Salt Stress Response. Plos One **10** (2): 1-13.

Curlevski N.J.A., Xu Z.H., Anderson I.C. and Cairney J.W.G. 2010. Diversity of soil and rhizosphere fungi under *Araucaria bidwillii* (Bunya pine) at an Australian tropical montane rainforest site. Fungal Divers **40**: 12–22.

Daoud Y. et Halitim A. 1994. Irrigation et salinisation au Sahara Algérien, Sécheresse **5**: 151–160.

Dardanelli M.S., Manyani H., Gonzalez-Barroso S., Rodriguez-Carvajal M.A., Gil- Serrano A.M., Espuny M.R. López-Baena F.J., Bellogín R.A., Megías M. and Ollero F.J. 2010. Effect of the presence of the plant growth promoting rhizobacterium (PGPR) *Chryseobacterium balustinum* Aur9 and salt stress in the pattern of flavonoids exuded by soybean roots. Plant Soil **328**: 483–493.

Davenport R., James R.A., Zakrisson-Plogander A., Tester M. and Munns R. 2005. Control of Sodium Transport in Durum Wheat. Plant Physiology **137**: 807–818.

De Bary A. 1866. Morphologie und Physiologie Pilze, Flechten, und myxomyceten. Hofmeister's Handbook of Physiological Botany. Vol.2. Leipzig.

De Bary A. 1879. De la symbiose. Rev. Int. Sci. **3**: 301–309.

Debez A., Chaibi W. and Bouzid S. 2003. Physiological responses and structural modifications in *Atriplex halinus* L. plants exposed to salinity, in Lieth, H., Mochtchenko M. (eds.): Tasks for Vegetation Science. Vol 38, Cash Crop Halophytes: Recent Studies. Kluwer Academic Publishers, Dordrecht, pp. 19–30.

Debez A., Koyro H.W., Grignon H., Abdelly C. and Huchzermeyer B. 2008. Relationship between the photosynthetic activity and the performance of *Cakile maritima* after long-term salt treatment. Physiol. Plant **133**: 373-385.

Debez A., Saadaoui D., Ramani B., Ouerghi Z., Koyro H.W., Huchzermeyer B. and Abdelly C. 2006. Leaf H+ -ATPase activity and photosynthetic capacity of *Cakile maritima* under increasing salinity. Environ. Exp. Bot. **57**: 285-229.

Devaraju R. and Satish S. 2010. Endophytic fungi: 'Trapped' or 'hidden' store houses of bioactive compounds within plants: A Review. Journal of Pharmacy Research **3**: 2986-2989.

Dhanyalakshmi K.H., Vijayalakshmi C. and Boominathan P. 2013. Evaluation of physiological and biochemical responses of rice (*Oryza sativa* L.) varieties to salt stress. Indian Journal of Agricultural Research **47**(2): 91-99.

Di Martino C., Delfine S., Pizzuto R., Loreto F. and Fuggi A. 2003. Free amino acids and glycine betaine in leaf osmoregulation of spinach responding to increasing salt stress. New Phytologist **158**: 455–463.

Djermoun A. 2009. La production céréalière en Algérie : les principales caractéristiques. Revue Nature et Technologie **01**: 45-53.

Douaoui A. et Hartani T. 2007. Impact de l'irrigation par les eaux souterraines sur la dégradation des sols de la plaine du Bas-Chéliff. Econimies d'eau en systèmes irrigués au Maghreb. Actes du troisième atelier régional du projet Sirma. 5P.

Drevon J.J., Abdelly C., Amarger N., Aouani E.A., Aurag J., Gherbi H., Jebara M., Liuch C., Payre H., Schump O., Soussi M., Sifi B. and Trabelsi M. 2001. An interdisciplinary research strategy to improve symbiotic nitrogen fixation and yield of common bean Phaseolus vulgaris) in salinised areas of the Mediterranean basin. J. Biotech. **91**: 257-268.

Duan D., Liu X., Ajmal N.M. and Gul B. 2004. Effects of salts and water stress on germination of *Chenopodium glaucum* L. seed. Pack. J. Bot. **36** (4): 793-800.

Dubey R.S. and Singh A.K. 1999. Salinity induces accumulation of soluble sugars and alters the activity of sugar metabolizing enzymes in rice plants. Biologia Plant **42**: 233.

Duchaufour P. 1977. Pédogénèse et classification. Ed. Masson Paris p 477.

Durand J.H. 1983. Les sols irrigables, étude pédologique. Paris ; Presses universitaires de France 322P.

Dutta D., Puzari K.C., Gogoi R. and Dutta P. 2014. Endophytes: Exploitation as a Tool in Plant Protection. Brazilian archives of Biology and Technology **57**: 621-629.

Egamberdieva D. and Kucharova Z. 2009. Selection for root colonizing bacteria stimulating wheat growth in saline soils.Biology and Fertility of Soils **45**: 563–571.

Ehret D.L., Redman R.E., Harvey B.L. and Cipywnyk A. 1990. Salinity – induced calcium deficiencies in wheat and Barley. Plant and Soil **128**: 143-151.

El Goumi Y., Fakiri M., Lamsaouri O. and Benchekroun M. 2014. Salt stress effect on seed germination and some physiological traits in three Moroccan barley (*Hordeum vulgare* L.) cultivars. Journal of Materials and Environmental Science **5** (2): 625-632.

El Jaafari S. 1993. Contribution à l'étude des mécanismes biophysiques et biochimiques de résistance à la sècheresse chez le blé. Thèse de doctorat. Univ. Gembloux. Belgique: 214p.

El Mekkaoui M., Agbani M. et Monneveux P. 1994. Rôle de la sélectivité K^+/Na^+ et de I'accumulation de proline dans I'adaptation à la salinité de I'orge (*Hordeum vulgar* L) et du blé dur (*Triticum durum* Desf.). Actes. Inst. Agron. Vét. (Maroc) **l4** (2) : 27-36.

El Midaoui M., Benbella M., Aït Houssa A., Ibriz M. et Talouizte A. 2007. Contribution à l'étude de quelques mécanismes d'adaptation à la salinité chez le tournesol cultivé (*Helianthus annuus* L.). Revue Hommes Terre et Eaux n°136.

Erik A., Ottow E.A., Brinker M., Teichmann T., Fritz E., Kaiserw., Brosche M., Kangasj A., Jiang X. and Polle A. 2005. *Populus euphratica* displays apoplastic sodium accumulation, osmotic ajustement by decreases in calcium and soluble carbohydrates, and develops leaf succulence under salt stress. Institut Forst botanic, Georg August Universita Gottingen Germany. Plant biology department of biological and environment science.

Esfandiari E., Shekari F. and Esfandiari M. 2007. The effect of salt stress on antioxidant enzymes activity and lipid peroxidation on the wheat seedling. Not. Bot. Hort. Agrobot. Cluj. **35** (1): 48-56.

F.A.O. 2008. Global network on integrated soil management for sustainable use of salt affected soils. Rome, Italy: FAO Land and plant nutrition management service.

Faeth S.H. 2002. Are entophytic fungi defensive plant mutualists. OIKOS **98**: 25-36.

Farissi M., Ghoulam C. and Bouizgaren A. 2014. Effet de la salinité sur la production et la qualité fourragère de populations de luzerne dans la région de Marrakech (Maroc). Fourrages **219**: 271-275.

Fernandes M.R.V., Costa e Silva T.A., Pfenning L.H., Da Costa-Neto C.M., Heinrich T.A., De Alencar S.M., De Lima M.A. and kegaki M. 2009. Biological activities of the fermentation extract of the endophytic fungus *Alternaria alternata* isolated from *Coffea arabica* L. Brazilian Journal of Pharmaceutical Sciences **45**: 678-685.

Fierer N. and Jackson R.B. 2006. The diversity and biogeography of soil bacterial communities. Proc. Natl. Acad. Sci. USA **103**: 626–631.

Fisher P.J, Petrini O. and Lappin Scott H.M. 1992. The distribution of some fungal and bacterial endophytes in maize (*Zea mays* L.). New Phytologist **122**: 299-305.

Flowers T.J. and Colmer T.D. 2008. Salinity tolerance in halophytes. New Phytol. **179**: 945-963.

Flowers T.J. and Yeo A.R. 1981. Variability in the resistance of sodium chloride salinity within rice (*Oryza sativa* L.) varieties. New Phytologist **88** (2): 363-373.

Flowers T.J. Galal H.K. and Lindell B. 2010. Evolution of halophyte: multiple origins of salt tolerance in land plants. Funct. Plant. Biol. **37**: 604–12.

Fortin J.A., Plenchette C. et Piché Y. 2008. Les mycorhizes. La nouvelle révolution verte. MultiMonde Quae. (Eds.), Québec, 131 p.

Foyer C.H. and Noctor G. 2005. Oxidant and antioxidant signalling in plants: a re-evaluation of the concept of oxidative stress in a physiological context. Plant Cell and Environment **28** (8): 1056-1071.

Fraser T.E., Silk W.K. and Rost T.L. 1990. Effect of low water potential on cortical cell lenth in growing region of maize roots. Plant Physiology **93**: 648-651.

Frohlich J., Hyde K.D. and Petrini O. 2000. Endophytic fungi associated with palms. Mycological Research **104**: 1202-1212.

Gallais A. et Bannerot H. 1992. Amélioration des espèces végétales cultivées. Objectifs et critères de sélection. Ed : INRA, 768p.

Gallery R.E., Dalling J.W. and Arnold A.E. 2007. Diversity, host affinity, and distribution of seed-infecting fungi: a case study with Cecropia. Ecology **88**: 582-588.

Gama P.B.S., Inanaga S., Tanaka K. and Nakazawa R. 2007. Physiological response of common bean (*Phaseolus vulgaris* L.) seedlings to salinity stress. African Journal of Biotechnology **6** (2):. 079-088.

Garthwaite A.J., Von Bothmer R. and Colmer T.D. 2005. Salt tolerance in wild *Hordeum* species is associated with restricted entry of Na^+ and Cl^- into the shoots. J. Exp. Bot. **56**: 2365–78.

Gate P. 1995. Ecophysiologie du blé, Ed. Lavoisier, Paris, Techniques et Documentations, 429p.

Gate P. et Giban M. 2003. Stades du blé. Ed. Paris, ITCF, 68p.

Genoux C., Putzola F. et Maurin G. 2000. La Lagune méditerranéenne : Les plantes halophiles. TPE. 1 ère S-2, 22p.

Ghrib C.D., Kchaou R., Gharbi F., Rejeb S., Khoudja L. et Nejib Rejeb M. 2011. Tolérance à la Salinité de Trois Espèces d'Eucalyptus Aux Stades Germinatif et Plantule, European Journal of Scientific Research **50** (2): 208-217.

Giban M., Minier B. et Malvosi R. 2003. Stades du blé ITCF.ARVALIS. Institut du végétale. 68p.

Gilbert G.A., Wilson C. and Madore M.A. 1997. Root-zone salinity alters raffinose family oligosaccharide metabolism and transport in Coleus. Plant Physiol. **115**: 1267.

Gill P.K., Sharma A.D., Singh P. and Bhullar S.S. 2003. Changes in germination, growth and soluble sugar contents of *Sorghum bicolor* L. Moench seeds under various abiotic stresses. Plant Growth Regulation **40** (2): 157-162.

Gill S.S., Gill R., Trivedi D.K., Anjum N.A., Sharma K.K., Ansari M.W. and Pereira E. 2016. *Piriformospora indica*: potential and significance in plant stress tolerance. Frontiers in microbiology **7**: 332.

Gomes F.E., Prisco J.T., Campos F.A.P. and Fliho E.J. 1983. Effects of NaCl salinity *in vivo* and *in vitro* ribonuclease activity of *Vigna unguiculata* cotyledons during germination. Plant Physiol. **59**: 183-188.

Gomez-Macpherson H. 2001. *Hordeum vulgare*. EcoPort Entity 1232. http://www.ecoport.org.

Gong L.J. and Guo S.X. 2009. Endophytic fungi from *Dracaena cambodiana* and *Aquilaria sinensis* and their antimicrobial activity. African Journal of Biotechnology. **8**: 731-736.

González-Teuber M., Vilo C. and Bascuñán-Godoy L. 2017. Molecular characterization of endophytic fungi associated with the roots of *Chenopodium quinoa* inhabiting the Atacama Desert, Chile. Genomics Data **11**: 109–112.

Greenway H. and Munns R. 1980. Mechanism of salt tolerance in non-halophytes. Annual Review of Plant Physiology **3**: 149-190.

Grennan A.K. 2006. High Impact Abiotic Stress in Rice. An Omic Approach. Plant Physiology **140** (4): 1139- 1141.

Groome M.C., Axler S. and Gfford D.J. 1991. Hydrolysis of lipid and protein reserves in lobolly pine seeds in relation to protein electrophoretic patterns following imbibition. Physiologia plantarum **83**: 99-106.

Guiga W. 2006. Identification Des Inhibiteurs de La Germination de L'orge et Mise Au Point D'un Procédé de Traitement Des Eaux de Trempe En Malterie En Vue de Leur Recyclage. Université de Lorraine 150p.

Gundel P.E., Maseda P.H., Vila-Aiub M.M., Ghersa C.M. and Benech-Arnold R. 2006. Effects of *Neotyphodium* fungi on *Lolium multiflorum* seed germination in relation to water availability. Annals of Botany **97**: 571-577.

Haddad S. and Coudret A. 1991. Effets de l'adjonction de KC1 ou de CaCl2, sur la tolérance au NaCl chez deux cultivars de triticale (Clercal et Beagle). Can. J. Bot. **69**: 2113-2121.

Hadria R. 2006. Adaptation et spatialisation des modèles strics pour la gestion d'un périmètre céréalier irriguée en milieu semi-aride. Thèse de doctorat Univ. Cadi AYYAD Samlalia-Marrakech.

Hahn A., Bonfante P., Horn K., Pausch F. and Hock B. 1993. Production of monoclonal antibodies against surface antigens of spores from arbuscular mycorrhizal fungi by an improved immunization and screening procedure. Mycorrhiza 4:69-78

Halfaoui J. 1988. La fertilisation en Algérie, en particulier la fertilisation phosphaté par le phosphate nature de Chélif 20 à 22 mars.

Hall T. 1999. BioEdit: a user-friendly biological sequence alignment editor and analysis program for Windows 95/98/NT. Nucleic Acids Symposium Series **41**: 95-98.

Hamayun M., Khan S.A., Khan A.L., Tang D.S., Hussain J., Ahmad B., Anwar Y. and Lee I.J. 2010. Growth promotion of cucumber by pure cultures of gibberellin-producing *Phoma sp*.GAH7. World Journal of Microbiology and Biotechnology **26**: 889–894.

Hamayun M., Khan S.A., Khan M.A., Khan A.L., Kang S.M., Kim S.K., Joo G.J. and Lee I.J. 2009. Gibberellin production by pure cultures of a new strain of *Aspergillus fumigates.* World J. Microbiol. Biotechnol. **25** : 1785–1792.

Hamdy A. 2004. Non-Conventional salinity and saline irrigation practices and management. IAMB. Italy. CIHEAM. 199P.

Hamrouni L., Ben Abdallah F., Abdelly C. et Ghorbel A. 2008. La culture in vitro : un moyen rapide et efficace pour sélectionner des génotypes de vigne tolérant la salinité. Comptes Rendus Biologies **331**: (2)152-16.

Hamrouni L., Hanana M., Abdelly C. et Ghorbel A. 2011. Exclusion du chlorure et inclusion du sodium : deux mécanismes concomitants de tolérance à la salinité chez la vigne sauvage *Vitis vinifera* subsp. *sylvestris* (var. Séjnène). Biotechnol. Agron. Soc. Environ. **15**(3): 387-400.

Hanana M., Hamrouni L., Cagnac O. et Blumwald E. 2011. Mécanismes et stratégies cellulaires de tolérance à la salinité (NaCl) chez les plantes. Environmental Reviews **19**: 121-140.

Hariri A. 2003. Etude et modélisation de la trempe en malterie. Thèse de l'Institut National Polytechnique de Lorraine.

Harman G.E., Howell C.R. Vitarbo A., Chet I. and Lorito M. 2004. *Trichoderma* species opportunistic, avirulent plant symbionts. Nature Reviews Microbiology **2**: 43–56.

Hasan H.A.H. 2002. Gibberellin and auxin production by plant root-fungi and their biosynthesis under salinity-calcium interaction. ROSTLINNÁ VÝROBA. **48**: 101-106.

Hasanuzzaman M., Nahar K., Fujita M., Ahmad P., Chanda R., Prasad M.N.V. and Ozturk M. 2013. Enhancing plant productivity under salt stress: Relevance of polyomics, in: P. Ahmad, M.M. Azooz and M.N.V. Prasad (Eds.), Salt Stress in Plants: Signalling, Omics and Adaptations, New York, NY: Springer New York, pp. 56-113.

Hasegawa P.M., Bressan R.A., Zhu J.K. and Bohnert H.J. 2000. Plant cellular and molecular responses to high salinity. Ann Rev Plant Physiol Plant Mol. Biol. **51**: 463-499.

Hashem A., Abd-allah E.F., Alqarawi A.A., Al-Huqail A.A., Egamberdieva D. 2014. Alleviation of abiotic salt stress in *Ochradenus baccatus* (Del.) by *Trichoderma hamatum* (Bonord.) Bainier. Journal of Plant Interactions **9**: 857–868.

Hassani A., Dellal A., Belkhodja M. et Kaid- Harche M. 2008. Effet de la Salinité sur l'eau et certains osmolytes chez l'orge (*Hordeum Vulgare* L.). European Journal of scientific Research **23** (1): 61-69.

Hazmoune T. 2006. Le semis profond comme palliatif à la sécheresse. Rôle de la coléoptile dans la levée et conséquences sur les composantes du rendement. Thèse docteur d'état. Univ Constantine ; 168p.

Hong Z., Lakkineni K., Zhang Z. and Verma D.P.S. 2000. Removal of feedback inhibition of D1-pyrroline-5-carboxylate synthetase results in increased proline accumulation and protection of plants from osmotic stress. Plant Physiol. **122** (4): 1129-1136.

Hopkins W. G. et Évrard C. M. 2003. Physiologie végétale. De Boeck Superieur, Bruxelles,

Hopkins W.G. 2003. Physiologie Végétale. Traduction de la 2ème édition américaine par Serge .R. Ed. de Boeck, pp.309-362.

Horie T., Kaneko T., Sugimoto G., Sasano S., Panda S.K., Shibasaka M. and Katsuhara M. 2011. Mechanisms of water transport mediated by PIP aquaporins and their regulation via phosphorylation events under salinity stress in barley roots. Plant and Cell Physiology **52** (4): 663-675.

Hsiao T.C., O'Toole J.C., Yamba E.B. and Turner N.C. 1984. Influence of Osmotic adjustment on Leaf Rolling and Tissue Death in Rice (*Oryza sativa* L.), Plant Physiol. **75**: 338-341.

Huang S., Sirikhachornkit A., Su X., Faris J., Gill B., Haselkorn R. and Gornicki P. 2002. Genes encoding plastid acetyl-CoA caroxylase and 3-phosphoglycerate kinase of the *Triticum/Aegilops* complex and the evolutionary history of polyploidy wheat. Proceedings of the national academy of science of the USA **99**: 8133-8138.

Huang W.Y., Cai Y.Z., Hyde K.D., Corke H. and Sun M. 2008. Biodiversity of endophytic fungi with 29 traditional Chinese medicinal plants. Fungal Diversity **33**: 61-75.

Huang W.Y., Cai Y.Z., Xing J., Corke H. and Sun M. 2007. A potential antioxidant resource: endophytic fungi isolated from traditional Chinese medicinal plants, Econ Bot (in press).

Hyde K., Chomnunti P., Crous P., Groenewald J., Damm U., Ko Ko T.W., Shivas R., Summerell B. and Tan Y. 2010. A case for re-inventory of Australia's plant pathogens. Persoonia **25**:50–60.

Hyde K.D. and Soytong K. 2008. The fungal endophyte dilemma. Fungal Diversity **33**: 163-173.

Ibriz M., Thami Alami I., Amotfi S., Al Faiz C. et Rachidai A. 2004. Réponse de quelques écotypes marocains de luzerne (*Medicago sativa* L.) à différentes concentrations de chlorure de sodium. Congrès International de Biochimie. Marrakech, Maroc, 3-6 Mai 2004.

Ibriz M., Thami Alanu I., Zenasnit L. et Alfaiz C. 2005. Effet de la salinité sur le rendement en biomasse et la composition en éléments minéraux d'écotypes marocains de luzerne (*Medicago sativa* L.). AL AWAMIA **2** (3):107-119.

Igartua E., Garcia M.P. and Lasa J.M. 1995. Field responses of grain sorghum to a salinity gradient. Field crop research **42** (1): 15-25.

Ines J., Yosra S. and Mohamed E.G. 2014. Effects of salt stress on growth seedlings of two landrace varieties of durum wheat from the Tunisian center (*Triticum durum*). African Journal of Agricultural Research **9** (33): 2528-2539.

INSID (Institut National des Sols de l'Irrigation et de Drainage). 2008. Etat d'avancement du projet (ALG/5/022) de coopération technique avec l'AIEA. Les techniques nucléaires pour l'utilisation durable des terres salines et des eaux saumâtres pour la production agricole. 48p.

Iqbal M. and Ashraf M. 2013. Alleviation of salinity-induced perturbations in ionic and hormonal concentrations in spring wheat through seed preconditioning in synthetic auxins. Acta Physiologiae Plantarum **35**: 1093–1112.

Iqbal N., Umar S. and Nazar R. 2014. A new perspective of phytohormones in salinity tolerance: Regulation of proline metabolism," Environmental and Experimental Botany **100**: 34-42.

Itai C. 1999. Role of phytohormones in plant responses to stresses. P: 287–301. In: **Lerner H.R.** (Eds.). Plant response to environmental stresses: From phytohormones to genome reorganization. Marcel Dekker, New York, NY.

Jamil M., Lee C.C., Rehman S.U., Lee D.B., Ashraf M. and Rha E.S. 2005. Salinity (NaCl) tolerance of *Brassica* species at germination and early seedling growth. Electronic Journal of Environmental, Agricultural and Food Chemistry **4**: 970-976.

Jogawat A., Saha S., Bakshi M., Dayaman V., Kumar M., Dua M., Varma A., Oelmüller R., Tuteja N. and Johri A.K. 2013. *Piriformospora indica* rescues growth diminution of rice seedlings during high salt stress. Plant Signal Behav. **8** (10): e26891.

Johnson J.M., Alex T. and Oelmüller R. 2014. *Piriformospora indica*: The versatile and multifunctional root endophytic fungus for enhanced yield and tolerance to biotic and abiotic stress in crop plants. Journal of Tropical Agriculture **52** (2): 103-122.

Jose G.M.V., Hans-Borje J., Samir K.A., Enric D., Jesus S. and Luis V.L.L. 2008. Fungal root endophytes from natural vegetation in Mediterranean environments with special reference to *Fusarium spp*. FEMS Microbiol. Ecol. **64**: 90–105.

Joseph E.A., Radhakrishnan V.V. and Mohanan K.V. 2015. A Study on the Accumulation of Proline- An Osmoprotectant Amino Acid under Salt Stress in Some Native Rice Cultivars of North Kerala. India Universal Journal of Agricultural Research **3** (1): 15-22.

Juniper S. and Abbott L.K. 2006. Soil salinity delays germination and limits growth of hyphae from propagules of arbuscular mycorrhizal fungi. Mycorrhiza **16**: 371-379.

Kaci S., Bissati S. et Djerroudi O. 2012. Effet d'un stress salin sur la réponse minérale D'Atriplex canescens (PURSH) NUTT. Revue des BioRessources **2** (2): 48-58.

Kadri K., Maalam S., Cheikh M.H., Benabdallah A., Rahmoune C. et Ben Naceur M. 2009. Effet du stress salin sur la germination, la croissance et la production en grains de quelques accessions Tunisiennes d'orge (*Hordeum vulgare* L.). Science and Technologie **29**: 72-79.

Kara K. et Brinis L. 2012. "Réponse Physiologique au Stress Hydrique de Variétés de Blé Tendre (*Triticum Aestivum* L.) Cultivées en Algérie,"European Journal of Scientific Research **81**: 524-532.

Karou M ., Haffid R., Smith D.N. and Samir K. 1998. Roots and shoot growth water use and water use efficiency of spring durum wheat under early – season drought .Agronomie **18**: 186.

Karpe A., Nikam A.A., Chimote K.P., Kalwade S.B., Kawar P.G., Babu H., Devarumath R.M. and Suprasanna P. 2012. Differential responses to salinity stress of two varieties (CoC 671 and Co 86032) of sugarcane (*Saccharum Officinarum* L.). African Journal of Biotechnology **11**: 9028-9035.

Katerji N.,Vanhoorn J.W., Hamdy A., Mastrorilli.M., Fares C., Relli S., Grando C. and Owers T. 2006. Classification and salt tolerance analyss of barley varieties. Agricultural water management. **85**: 1-9.

Kausar A., Ashraf M. Y. and Niaz M. 2014. Some physiological and genetic determinants of salt tolerance in sorghum (*Sorghum bicolor* (L.) Moench): Biomass production and nitrogen metabolisim. Pakistan Journal of Botany **46** (2): 515-519.

KaviKishor P.B., Sangam S., Amrutha R.N., Sri Laxmi P., Naidu K.R., Rao K.R.S.S., Rao S., Reddy K.J., Theriappan P. and Sreenivasulu N. 2005. Regulation of proline biosynthesis, degradation, uptake and transport in higher plants: Its implications in plant growth and abiotic stress tolerance. Current Science **88** (3): 424-438.

Kaya C., Ashraf M., Sonmez O., Aydemir S., Tuna A.L. and Cullu M.A. 2009. The influence of arbuscular mycorrhizal colonisation on key growth parameters and fruit yield of pepper plants grown at high salinity. Scientia Horticulturae **121**: 1–6.

Kaymakanova M. and Stoeva N. 2008. Physiological reaction of bean plants (Phaseolus vulg. L.) to salt stress. Gen. Appl. Plant Physiology Special **34**: 3-4.

Khales A. et Baaziz M. 2006. Etude des peroxydases d'écotypes d'Opuntia *Ficus indica* L. en relation avec le développement dans les conditions de stress Salin. Congrès international de Biochimie, Agadir: pp. 133-136.

Khan A.L., Hamayun M., Kim Y.H., Kang S.M. and Lee I.J. 2011. Ameliorative symbiosis of endophyte (*Penicillium funiculosum* LHL06) under salt stress elevated plant growth of *Glycine max* L. Plant Physiology and Biochemistry **49** (8): 852–861.

Khan A.L., Hamayun M., Radhakrishnan R., Waqas M., Kang S.M., Kim Y.H., Shin J.H., Choo Y.S., Kim J.G. and Lee I.J. 2012. Mutualistic association of *Paecilomyces formosus* LHL10 offers thermotolerance to *Cucumis sativus.* Antonie van Leeuwenhoek **101**: 267–279.

Khan A.L., Waqas M., Khan A.R., Hussain J., Kang S.M., Gilani S.A., Hamayun M., Shin J.H., Kamran M., Al-Harrasi A., Yun B.W., Adnan M. and Lee I.J. 2013. Fungal endophyte *Penicillium janthinellum* LK5 improves growth of ABA-deficient tomato under salinity. World Journal of Microbiology and Biotechnology**29** (11): 2133–2144.

Khan R., Shahzad S., Iqbal choudhary M., Khan S.A. and Ahmed A. 2007. Biodiversity of the endophytic fungi isolated from *Calotropis procera* (Ait.) R. Br. Pakistan Journal of Botany **39**: 2233-2239.

Kim H.Y., Choi G.J., Lee H.B., Lee S.W., Kim H.K., Jang K.S., Son S.W., Lee S.O., Cho K.Y., Sung N.D. and Kim J.C. 2007. Some fungal endophytes from vegetable crops and their anti-oomycete activities against tomato late blight. Letters in Applied Microbiology **44**: 337.

Kim J.Y. and Baek S.Y. 2011. Molecular and morphological identification of fungal species isolated from *bealmijang meju*. J. Microbiol. Biotechnol. **12**: 1270–1279.

Ko T.W.K., Stephenson S.L., Bahkali A.H. and Hyde K.D. 2011. From morphology to molecular biology: can we use sequence data to identify fungal endophytes? Fungal Divers **50**: 113–120.

Koch K.E. 1996. Carbohydrate-modulated gene expression in plants. Annu. Rev. Plant Physiol. Plant Mol. Biol. **47**: 509.

Kumar S., Tamura K. and Nei M. 2004. MEGA3: integrated software for molecular evolutionary genetics analysis and sequence alignment. Brief Bioinform **5**: 150–163.

Kunzel G., Korzun L. and Meister A. 2000. Cytologically integrated physical restriction fragment length polymorphism maps for the barley genome based on translocation breakpoints. *Genetics* **154:** 397-412.

Laribi B., Gharbi A., Kouki K., M'hamdi M. et Bettaieb T. 2016. Étude de la tolérance à la salinité chez une plante condimentaire : le carvi (*Caruma carvi* L.), volume IABC (17). Published January **31**:1321-1327.

Larran S. Perelló A. Simón M.R. and Moreno V. 2007. The endophytic fungi from wheat (*Triticum aestivum* L.). World J. Microbiol. Biotech. **23**: 565-572.

Latch G.C.M., Hunt W.F. and Musgrave D.R. 1985. Endophytic fungi affect growth of perennial ryegrass. New Zealand Journal of Agricultural Research **28**:165-168.

Le Houérou H.N. 2001. Biogeography of the arid steppel and north of the Sahara. Journal of Arid Environments **48**: 103-128.

Leblebici Z., Aksoy A. and Duman F. 2009. Influence of salinity on the growth and heavymetal accumulation capacity of *Spirodelapolyrrhiza* (Lemnaceae).Turk. J. Biol. **35**: 215-220.

Leitão A.L. and Enguita F.J. 2016. Gibberellins in *Penicillium* strains: Challenges for endophyte-planthost interactions under salinity stress. Microbiological research **183**: 8-18.

Lepengue A.N., Mouaragadja I. et M'batchi B. 2010. Effet du chlorure de sodium (NaCl) sur la germination et la croissance du maïs (*Zea mays* L., Poaceae) au Gabon. International Journal of Biological and Chemical Sciences **4** (5): 1602-1609.

Lepengue A.N., Mouaragadja I., Ibrahim B., Ake S. et M'Batchi B. 2012. Réponse du maïs (*Zea mays* var. LG 60) au stress salin : étude de la synthèse de quelques composes biochimiques. Journal of Animal and Plant Sciences **14** (1): 1866-1872.

Levigneron A., Lopez F., Vansuyt G., Berthomieu P., Fourcroy P. et Casse-Delbart F. 1995. Les plantes face au stress salin. Cahiers Agricultures **4** (4): 263-273.

Li F.S., Kang S.Z. and Zhang J. 2004. Interactive effects of elevated CO2, nitrogen and drought on leaf area, stomatal conductance, and evapotranspiration of wheat. Agricultural Water Management **67**: 221-233.

Li W.C., Zhou J., Guo S.Y. and Guo L.D. 2007. Endophytic fungi associated with lichens in Baihua mountain of Beijing, China. Fungal Diversity **25**: 69-80.

Li X., Han S., Wang G., Liu X., Amombo E., Xie Y. and Fu J. 2017. The Fungus *Aspergillus aculeatus* Enhances Salt-Stress Tolerance, Metabolite Accumulation, and Improves Forage Quality in Perennial Rye grass. Front. Microbiol. **8**: 1664.

Liu J., Yu Y., Cai Z., Bartlam M and Wang Y. 2015. Comparison of ITS and 18S rDNA for estimating fungal diversity using PCR–DGGE. World J. Microbiol. Biotechnol. **31**(9): 1387-1395.

Liu T. and Staden J.V. 2001. Partitioning of carbohydrates in salt sensitive and salt-tolerant soybean callus cultures under salinity stress and its subsequent relief. Plant Growth Regul. **33**:13.

Lopez-Climent M.F., Arbona V., Péerez-Clemente R.P. and Gomez-Cadenas A. 2008. Relationship between salt tolerance and photosynthetic machinery performance in citrus. Environmental and Experimental Botany **62**: 176–184.

Lord N.S., Kaplan C.W., Shank P., Kitts C.L. and Elrod S.L. 2002. Assessment of fungal diversity using terminal restriction fragment (TRF) pattern analysis: comparison of 18S and ITS ribosomal regions. FEMS Microbiol. Ecol. **42**:327–337.

Luttge U., Kluge M. et Bauer G. 2002. Botanique. 3ème édition, Tec et Doc Lavoisier, Paris: 439-450.

Maas E.V. and Hoffman G.J. 1977. Crop salt tolerance, current assessment. J. Irrig. Drain. Div. ASCE **103**: 115- 134

Maas E.V. and Poss J.A. 1989. Salt sensitivity of wheat at different growth stages. Irrig. Sci. 29-40.

MacKey J. 2005. Wheat, its concept, evolution and taxonomy. In **Royo C., Nachit C.M., Di Fonzo N., Araus J.L., Pfeiffer W.H. and Slafer G.A.** (Eds.), Durum Wheat Breeding: Current Approaches and Future Strategies, Vol. 1, Haworth Press, New York, NY, pp 3–62.

MADRP (Ministère de l'Agriculture, du Développement Rural et de la Pêche). 2017. Pré-Bilan de la campagne céréalière 2016/2017. Observatoire National des filières Agricoles et Agroalimentaires (ONFAA). 8P.

Maheshwari R. 2006. What is an endophytic fungus? Current Science **90**: 1039.

Majumder A.L., Sengupta S. and Goswami L. 2010. Osmolyte regulation in abiotic stress. Chap. 16: Abiotic stress adaptation in plants: Physiological, molecular and genomic foundation, pp: 349–370.

Malinowski D.P. and Belesky D.P. 2000. Adaptation of endophyte-infected cool-season grasses to environmental stresses: mechanisms of drought and mineral stress tolerance. Corp Science **40**: 923-940.

Malinowski D.P. and Belesky D.P. 2006. Ecological importance of Neotyphodium spp. grass endophytes in agroecosystems. Grassland Science **52**:1-14.

Mallek-Maalej E., Boulasnem F. et Ben Salem M. 2004. Effet de la salinité sur la germination de graines de céréales cultivées en Tunisie. Cahiers Agriculture **12**: 6-153.

Mansouri A. 2011. Les champignons endophytes chez le blé dur (*Triticum durum.*Desf): Occurrence et rôle dans la tolérance au stress hydrique. Mémoire de magister, Science Agronomique Université El-Hadj Lakhdar Batna, Algérie.

Marechal P. 2001. Analyse des principaux facteurs impliqués dans le fractionnement combiné de pailles et de sons de blé en extrudeur bi-vis – Obtention d'agro-matériaux. Thèse, INP Toulouse.

Marlet S., Vincent B., Vidal A., Bouarfa S., Wu J., Yang J., N'Diaye M.K., Kuper M. and Zimmer D. 2005. Gestion de l'eau et de la salinité et redistribution des sels dans les périmètres irrigués. Congress, Symposium R. 12. International Commission on irrigation and drainage. Beijing. Revue 12- 18p.

Mauromicale G. et Licandro P. 2002. Effet de la salinité et des températures sur la germination, l'émergence et la croissance des plantules d'artichauts. Agronomie **22**: 443-450.

Mazouz L. 2006. Etude de la contribution des paramètres phéno-morphologiques dans l'adaptation du blé dur (*Triticum durum* Desf.) dans l'étage bioclimatique semi –aride .Mémoire de Magistère. Déprt.Agronomie. Université Hadj Lakhdar, Batna ,70p.

Mazoyer M. **2002**. La rousse agricole. Ed. Paris, pp : 320-321.

Mehani M., Bissati S. et Djeroudi O. 2012. Effet d'eau de mer sur deux paramètres hydriques (turgescence et transpiration) de jeunes plants d'*Atriplex canescens* (Effect of seawater on two water parameters (turgescence and transpiration) of young plants of *Atriplex canescens*). J. Mater. Environ. Sci. **3** (5):840-845.

Mermoud A. 2006 : Cours de physique du sol : Maîtrise de la salinité des sols. Ecole polytechnique fédérale de Lausanne, 23p.

Mezni M., Albouchi A., Bizid E. et Hamza M. 2002. Effet de la salinité des eaux d'irrigation sur la nutrition minérale chez trois variétés de luzerne pérenne (*Medicago sativa* L.). Agronomie **22**: 283-291.

Mishra A. and Salokhe V.M. 2011. Rice growth and physiological responses to SRI water management and implications for crop productivity. Paddy and Water Environment **9**: 41–52.

Misra N. and Gupta A.K. 2005. Effect of salt stress on proline metabolism in two high yielding genotypes of green gram. Plant Sci. **169**: 331.

Mohamed-Mahmoud F., Krimi Z. and Lopez Llorca L.V. 2017. Activités biologiques de champignons endophytes isolés du palmier dattier (*Phoenix dactylifera* L.). Thèse doctorat: Ecole Nationale Supérieure Agronomique d'El Harrach, Algérie, pp : 2-4.

Moller E.M., Bahnweg G., Sandermann H. and Geiger H.H. 1992. A simple and efficient protocol for isolation of high molecular weight DNA from filamentous fungi, fruit bodies and infected plant tissues. Nucleic Acids Res. **22**: 6115–6116.

Morant-Manceau A., Pradier E. and Tremblin G. 2004. Osmotic adjustment, gas exchanges and chlorophyll fluorescence of a hexaploid triticale and its parental species under salt stress. Journal of Plant Physiology **161** (1): 25-33.

Moricca S. and Ragazzi A. 2008. Fungal endophytes in Mediterranean oak forests: a lesson from *Discula quercina*. Phytopathology **98**: 380-386.

Morse L.J., Day T.A. and Faeth S.H. 2002. Effect of Neotyphodium endophyte infection on growth and leaf gas exchange of Arizona fescue under contrasting water availability regimes. Environmental and Experimental Botany. **48**: 257-268.

Mouloud Ait Haddou M., Bousrhal A., Benyahia H. et Benazzoouz A. 2002. Effet du stress salin sur l'accumulation de la proline et des sucres solubles dans les feuilles de trois porte-greffes d'agrumes au Maroc. Fruits **57**: 335–340.

Mrani-Alaoui M., El Jourmi L., Ouarzane A., Lazar S., El Antri S., Zahouily M. et Hmyene A. 2013. Effet du stress salin sur la germination et la croissance de six variétés marocaines de blé. J. Mater. Environ. Sci. **4** (6): 997-1004.

Muller C.B. and Krauss J. 2005. Symbiosis between grasses and asexual fungal endophytes. Current Opinion in Plant Biology **8**: 450-456.

Munns R. 2002. Comparative physiology of salt and water stress. Plant Cell Environ. **25**:239– 250.

Munns R. 2005. Genes and salt tolerance: bringing them together. New Phytol. **167**: 645–63.

Munns R. 2008. Sodium excluding genes from durum wheat and sea barleygrass improves sodium exclusion of bread wheat. 2nd International Salinity Forum Salinity, water and society-global issues, local action.

Munns R., James R.A. and Lauchli A. 2006. Approaches to increasing the salt tolerance of wheat and other cereals. J. Exp. Bot. **57**: 1025–43.

Munns R. and Tester M. 2008. Mechanisms of salinity tolerance. Annual Review of Plant Biology. **59**: 651–681.

Murrillo-Amador B., Lopez-Aguilar R., Kaya C., Larrinaga mayoral J. and Flores-Hernanuez A. 2002. Comparative Effects of NaCl and polyethylene Glycol on germination, Emergence and Seedling growth of *Cowpea*. Agronomy and Crop Science **188**: 235-247.

Naffaa, W., Ravel C. and Guillaumin J.J. 1998. A new group of endophytes in European grasses. Ann. appl. Biol. **132**: 211-226.

Naidoo G. and Kift J. 2006. Responses of the salt marsh rush Juncus Kraussil to salinity and waterlogging. Aquatic Botany **84**: 217-225.

Nana R., Tamini Z. et Sawadogo M. 2009. Effets d'un stress hydrique intervenu pendant le stade végétatif et la phase de floraison chez le gombo. Int. J. Biol. Chem. Sci. **3** (5): 1161- 1170.

Nibau C., Gibbs D.J. and Coates J.C. 2008. Branching out in new directions: the control of root architecture by lateral root formation. New Phytologist **179** (3): 595-614.

Nouri L., Ykhlef N. et Djekoun A. 2002. Adjustement osmotique et comportement hydrique chez certaines variétés de blé dur : relation avec la tolérance à la sécheresse. Actes de séminaire' IIIème journées Scientifiques sur le blé (éd). Univ. Mentouri. Constantine.

Noy-Meyr I. 1973. Desert ecosystems: Environment and producers. Annu. Rev. Ecol. Syst. **4**: 25–51.

Obledo E.N., Barragan-Barragan L.B., Gutierrez-Gonzalez P., Ramirez-Hernandez B.C., Ramirez J.J. and Rodriguez-Garay B. 2003. Increased photosyntethic efficiency generated by fungal symbiosis in Agave victoria-reginae. Plant Cell Tissue and Organ Culture **74**: 237-241.

Oses R., Valenzuela S., Freer J., Sanfuentes E. and Rodriguez J. 2008. Fungal endophytes in xylem of healthy Chilean trees and their possible role in early wood decay. Fungal Diversity **33**: 77-86.

Othman Y. 2005. Evaluation of barley cultivars grown in Jordan for salt tolerance. Thesis, Jordan University of Science and Technology, Jordan, 150 pages.

Othman Y., Al-Karaki G., Al-Tawaha A.R. and Al-Horani A. 2006. Variation in germination and ion uptake in barley genotypes under salinity conditions. World J. Agric. Sci. **2**: 11-15.

Ottow E.A., Brinker M., Teichman T., Fritz E., Kaiser W., Broské M., Kangasjarvi Jiang X. and Pplle A. 2005. *Populus euphratica* Sodium Accumulation, osmotic adjustment by decreases in develops leaf succulence under salt stress. Plant Physiology **139**: 1762- 1772.

Ouerghi F., Ben-Hammouda M., Teixeira Da Silva J.A., Albouchi A., Bouzaien G., Aloui S. and Nasraoui B. 2015. The effects of vapor gard on some physiological traits of durum wheat and barley leaves under water stress. Agriculturae Conspectus Scientificus (ACS) **79** (4): 261-267.

Ouerghi Z., Zid E., Hadji M. et Soltani A. 2000. Comportement physiologique du blé dur (*Triticum durum* L.) en milieu salé. In **Royo C., Nachit M.M., Difonzo N. and Araus JL.** (Eds). *Durum* wheat improverment in the mediterranean region: New challenges: l'amélioration du blé dur dans la région méditerranéenne: Nouveaux défis. Zaragoza: CIHEAM. IAMZ: 309-313.

Ouhaddach M., Mouhssine F., Ech-Chaddadi S., Lakalai F., El-Yacoubi H., Hmouni D., Douaik A., Zidane L. and Rochdi A.. 2015. Morpho-Physiological Response to Salt Stress in Wheat (*Triticum aestivum* L.) at the Germination Stage. European Journal of Scientific Research **133** (3):240- 252.

Ould El Hadj-Khelil A. 2001. Contribution à l'étude de réponses métaboliques de la tomate à la salinité. Thèse de doctorat en Science de la Vie et de l'Environnement, Université de Rennes-I (France). 117 P.

Oustani M. 2006. Contribution à l'étude de l'influence des amendements organiques sur les propriétés microbiologiques des sols sableux non salés et salés dans les régions Sahariennes (Cas de Ouargla) .Thèse Magister. Uuniversité Ouargla. 187p.

Ozenda P. 1983. Flore du Sahara. 2ème Edition. Ed. CNRS, Paris, 622 p.

Pattanagul W. and Thitisaksakul M. 2008. Effect of salinity stress on growth and carbohydrate metabolism in three rice (*Oryza sativa* L.) cultivars differing in salinity tolerance Indian Journal of Experimental Biology **46**: 736-742.

Perdiguero P., Barbero M.d.C., Cervera M.T., Collada C. and Soto Á. 2013. Molecular response to water stress in two contrasting Mediterranean pines (*Pinus pinaster* and *Pinus pinea*). Plant Physiology and Biochemistry **67**: 199- 208.

Petrini O. 1991. Fungal Endophytes of Tree Leaves. In: Andrews JH, and Hirano SS, Ed. Microbial Ecology of Leaves. New York: Springer-Verlag. 179-197 p.

Pimentel I.C., Glienke-Blanco C., Gabardo J., Stuart R.M. and Azevedo J.L. 2006. Identification and colonization of endophytic fungi from soybean (*Glycine max* (L.) Merril) under different environmental conditions. Brazilian Archives Of Biology And Technology **49**:705-711.

Pimentel M.R., Molina G., Dionisio A.P., Marostica Junior M.R. and Pastore G.M. 2011. The use of endophytes to obtain bioactive compounds and their application in biotransformation process. Biotechnol. Res. Int. 11P.

Pinior A., Grunewaldt-Stocker G., Alten H. and Strasser RJ. 2005. Endophytic impact on drought stress tolerance of rose plants probed by chlorophyll a fluorescence, proline content and visual scoring. Mycorrhiza **15**: 596–605.

Piot O., Autran J.C. and Manfait A. 2000. Spatial distribution of protein and phenolic constituents in wheat grain as probed by confocal Raman microspectroscopy. Journal of Cereal Sciences **32**: 57-71.

Pomeranz Y. 1987. Cereal Crops-General. In: Pomeranz, Y., (Eds) VCH Publishers, Inc, New York. Modern Cereal Science and Technology, pp.14-23.

Pomeranz Y. 1988. Chemical composition of kernel structures. Wheat: chemistry and technology. 1: 97-158.

Porras-Alfaro A., Herrera J., Sinsabaugh R.L., Odenbach K., Lowrey T. and Natvig D.O. 2008. Novel root fungal consortium associated with a dominant desert grass. Appl. Environ. Microbiol. **74** (9): 2805–2813.

Poutannen K.P.R. et Gleizes. 2009. Dossier de presse : Consommation de céréales et santé humaine : de nouveaux procédés de transformation pour améliorer la qualité nutritionnelle des produits céréalières; voyage de presse HEAL THGRAIN : Mercredi 10 juin 2009.

Prado F.E., Baero C., Gallardo M. and Gonzalez J.A. 2000. Effect of NaCl on germination, growth, and soluble sugar content in Chenopodium quinoa Willd seeds. Botanical Bulletin Academia Sinica. **41**: 27-34.

Prior L.D., Grieve A.M., Bevington K.B. and Slavich P.G. 2007. Long-term effects of saline irrigation water on 'Valencia' orange trees: relationships between growth and yield, and salt levels in soil and leaves. Crop and Pasture Science, 58(4), 349-358.

R'him T., Tlili I., Hnan I., Ilahy R., Benali A. et Jebari H. 2013. Effet du stress salin sur le comportement physiologique et métabolique de trois variétés de piment (*Capsicum annuum* l.). Journal of Applied Biosciences **66**: 5060 – 5069.

Rachidai A., Driouich A., Ouassou A. et El Hadrami I. 2000. Effet du stress salin sur la germination du blé dur (*Triticum durum* Desf.). Rev. Amélior. Prod. Agr. Milieu Aride **6**: 209-211.

Radhakrishnan R., Khan A.L. and Lee I.J. 2013. Endophytic Fungal Pre-treatments of Seeds Alleviates Salinity Stress Effects in Soybean Plants. Journal of Microbiology **51** (6): 850-857.

Radhouane L. 2013. Comparaison de la nutrition minérale du mil (*Pennisetum glaucum* L.R. Br.) en présence de stress hydrique et de stress salin. Journal of Applied Biosciences **66**: 5114– 5129.

Rafiq S., Iqbal T., Hameed A., Zulfiqar Ali R. and Rafiq N. 2006. Morpho biochemical analysis of salinity stress response of wheat, Pakistan Journal of Botany **38**: 1759-1767.

Rahman M.H. and Saiga S. 2005. Endophytic fungi (*Neotyphodium coenophialum*) affect the growth and mineral uptake, transport and efficiency ratios in tall fescue (*Festuca arundinacea*). Plant and Soil **272**:163-171.

Rahneshan Z., Nasibi F. and Ahmadi Moghadam A. 2018. Effects of salinity stress on some growth, physiological, biochemical parameters and nutrients in two pistachio (*Pistacia vera* L.) rootstocks. Journal of Plant Interactions **13** (1): 73-82.

Rampino P., Mita G., Fasano P., Borrelli G.M., Aprile A., Dalessandro G. and Perrotta C. 2012. Novel durum wheat genes up-regulated in response to a combination of heat and drought stress. Plant physiology and biochemistry **56**: 72-78.

Rao G.G. and Rao G.R. 1981. Pigment composition and chlorophyllase activity in pigeon pea (*Cajanus indicus* Spreng) and Gingelley (*Sesamum indicum* L.) under NaCl salinity. Indian J. Exp.. Biol. **19**: 768-770.

Rasool S., Hameed A., Azooz M.M., Muneeb-u-Rehman, Siddiqi T.O., Ahmad P. 2013. Salt Stress: Causes, Types and Responses of Plants. In: **Ahmad P., Azooz M. and Prasad M.** (eds) Ecophysiology and Responses of Plants under Salt Stress. Springer, New York, NY.

Rawat L., Singh Y., Shukla N. and Kumar J. 2011. Alleviation of the adverse effects of salinity stress in wheat (*Triticum aestivum* L.) by seed biopriming with salinity tolerant isolates of *Trichoderma harzianum*. Plant and Soil **347**: 387–400.

Redecker D., and Raab P. 2006. Phylogeny of the Glomeromycota (arbuscular mycorrhizal fungi): recent developments and new gene markers. Mycologia **98**:885-895.

Redecker D., Thierfelder H., Walker C. and Werner D. 1997. Restriction analysis of PCR-amplified internal transcribed spacers of ribosomal DNA as a tool for species identification in different genera of the order Glomales. Applied and Environmental Microbiology **63**:1756-1761.

Redman R.S., Sheehan K.B., Stout R.G., Rodriguez R.J. and Henson J.M. 2002. Thermotolerance generated by plant/fungal symbiosis. Science **298**: 1581.

Rejili M., Vadel A.M. and Neffati A. 2006. Comportements germinatifs de deux populations de *Lotus creticus* L. en présence du NaCl. Revue des Régions Arides **17**: 65-78.

Rivero R.M. Teresa C.M., Mittler R. Francisco Rubio F. Garcia-Sanchez F. and Martinez V. 2014. The combined effect of salinity and heat reveals a specific physiological, biochemical and molecular response in tomato plants Plant, Cell and Environment **37**: 1059–1073.

Rochdi A., Lemsellek J., Bousarhal A. and Abdellatif R. 2005. Evaluation sous serre de la tolérance à la salinité de quelques porte-greffes d'agrumes : *Citrus aurantium* et deux hybrides de *Poncirus trifoliata* (*Poncirus* x *Citrus sinensis* et *Poncirus* x *Mandarinier sunki*). Biotechnologie, agronomie, société et environnement **9** (1) : 65-73.

Rodriguez R.J, White J., Arnold A. and Redman R.S. 2009. Fungal endophytes: diversity and functional roles. New Phyto. **182:** 314-330.

Rodriguez R.J., Henson J., Van Volkenburgh E., Hoy M., Wright L., Beckwith F., Kim Y.O., and Redman R.S. 2008. Stress tolerance in plants via habitat-adapted symbiosis. ISME J. **2** : 404-416.

Rodriguez R.J., Redman R.S. and Henson J.M. 2004. The role of fungal symbionts in the adaptation of plants to high stress environments. Mitigation and Adaptation Strategies for Global Change **9**: 261-272.

Rosendahl S. 1989. Comparisons of spore-cluster forming *Glomus* species (Endogonaceae) based on morphological characteristics and isoenzyme banding pattern. Op. Bot. **100**: 215-223.

Rubini M.R., Silva-Ribeiro R.T., Pomella A.W.V., Maki C.S., Araujo W.L., Santos D.R. and Azevedo J.L. 2005. Diversity of endophytic fungal community of cacao (*Theobroma cacao* L.) and biological control of *Crinipellis perniciosa*, causal agent of Witches'Broom Disease. Int. J Biol Sci. **1**: 24-33.

Rush D.W. and Epstein E. 1981. Breeding and selection for salt-tolerance by incorporation of wild germplasm into a domestic tomato. J. Amer. Soc. Hort. Sci. **106**: 699-704.

Saar D.E., Polans N.O., Sorensen P.D. and Duvall M.R. 2001. Angiosperm DNA contamination by endophytic fungi: Detection and methods of avoidance. Plant Molecular Biology Reporter **19**: 249-260.

Saeed R., Ahmad R., Mirbahar A. A. and Jehan B. 2014. Germination indices of egg plant (*Solanum melongena* L.) under sea salt salinity. Int. J. Biol. Biotech **11**(1): 51-55.

Saikkonen K., Helander M. and Faeth S.H. 2004. Fungal endophhytes: hich- hikers of the green world. In: **Gillings M. and Holmes A. J.** (Eds). Plant microbiology. Garland Science; pp. 81-101.

Saikkonen K., Wali P.R. and Helander M. 2010. Genetic compatibility determines endophyte-grass combinations. PLoS One **5** (6): e11395.

Sané D., Ould K.M., Diouf D., Diouf D., Badiane F.A., Sagna M. and Borge A. 2005. Growth and development of date palm (*Phoenix dactylifera* L.) seedlings under drought and salinity stresses. African Journal of Biotechnology **4** (9): 968-972.

Schiefrlbein J.W., Masucci J.D. and Wang H. 1997. Building a root: The control of patterning and morphogenesis during root development. Plant Cell **9**: 1089–1098.

Schields R. and Burnett W. 1960. Determination of protein- bound carbohydrate in serum by a modified anthrone method. Anal. Chem. **32**: 885- 886.

Schulz B. and Boyle C. 2005. The endophytic continuum. Mycological Research **109**: 661-686.

Schulze E.D., Vesala T. and Valentini R. 2005. Plant ecology. Edition Springer Berlin, Heidelberg, p692.

Scippa G., Di Michele M., Onelli E., Patrignani G., Chiatante D. and Bray E. 2004. The histone-like protein H1-S and the response of tomato leaves to water deficit. J.Exp.Bot. **55**: 99-109.

Selmi R. 2000. Fin du mythe de l'autosuffisance alimentaire et place aux avantages comparatifs. Revue Afrique Agriculture. **280**: 23-30.

Selosse M. A. and Schardl C. L. 2007. Fungal endophytes of grasses: hybrids rescued by vertical transmission? An evolutionary perspective. New Phytologist **173**: 452-458.

Shabala S. and Cuin T.A. 2007. Potassium transport and plant salt tolerance. Physiol. Planta **133**: 651-669.

Shabala S., Hariadi Y., and Jacobsen S.E. 2013. Genotypic difference in salinity tolerance in quinoa is determined by differential control of xylem Na^+ loading and stomatal density. Journal of Plant Physiology **170** (10): 906-914.

Shankar Naik B., Shashikala J. and Krishnamurthy Y.L. 2008. Diversity of fungal endophytes in shrubby medicinal plants of Malnad region, Western Ghats, Southern India. fungal ecology **1**: 89–93.

Sharaf A., Labib S. and El Massry R. 1990. Effect of kinetin on the biochemical constituents of tomato plants under different levels of salilnity. Zagazig Journal of Agricultural Research (Egypt).**12**: 417-441.

Sheng M., Tang M., Chen H., Yang B., Zhang F. and Huang Y. 2008. Influence of arbuscular mycorrhizae on photosynthesis and water status of maize plants under salt stress. Mycorrhiza **18**: 287-296.

Shilpi M. and Narendra T. 2005. Cold, salinity and drought stresses: an overview. Arch. Biochem. Biophys. **444**: 139-158.

Shipunov A., Newcombe G., Raghavendra A. K. H. and Anderson C. L. 2008. Hidden diversity of endophytic fungi in an invasive plant. American Journal of Botany **95**: 1096-1108.

Shrivastava P. and Kumar R. 2015. Soil salinity: A serious environmental issue and plant growth promoting bacteria as one of the tools for its alleviation. Saudi J. Biol. Sci. **22** (2): 123- 131.

Siddiqui Z.S., Cho J.I., Hanpark S., Kwon T.R., Ahn B.O., Lee G.S., Jeong M.J., Whankim K., Konlee S. and Chulpark S. 2014. Phenotyping of rice in salt stress environment using high-throughput infrared imaging. Acta Botanica Croatica **73**: 149–158.

Sieber T.N. 2002. Fungal Root Endophytes. In: Waisel Y, Eshel A, Kafkafi U (eds), Plant roots: The Hidden Half, third ed. Marcel Dekker, New York, Basel [etc.], pp. 887-917.

Silva E.N., Silveira J.A.G., Rodrigues C.R.F. and Viégas R.A. 2015. Physiological adjustment to salt stress in Jatropha curcas is associated with accumulation of salt ions, transport and selectivity of K^+, osmotic adjustment and K^+/Na^+ homeostasis. Plant Biology **17** (5): 1023-1029.

Silva P.O., Medina E.F., Barros R.S. and Ribeiro D.M. 2014. Germination of salt stresses seeds as related to the ethylene biosynthesis ability in three *Stylosanthes* species. Journal of Plant Physiology **171** (1): 14-22.

Silva-Ortega C.O., Ochoa-Alfaro A.E., Reyes-Aguero J.A., Aguado- Santacruz G.A. and Jimenez-Bremont J.F. 2008. Salt stress increases the expression of p5cs gene and induces proline accumulation in cactus pear. Plant Physiol. Biochem. **46** (1): 82-92.

Silveira J.A.G., Araujo S.A.M., Santos-Lima J.P.M. and Viégas R.A. 2009. Roots and leaves display contrasting osmotic adjustment mechanisms in response to NaCl-salinity in *Atriplex nummularia*. Environmental and Experimental Botany **66**: 1–8.

Simon L., Lalonde M. and Bruns T.H. 1992. Specific amplification of 18S fungal ribosomal genes from vesicular arbuscular Endomycorrhizal fungi colonizing roots. Applied and Environmental Microbiology **58**: 291-295.

Simon M., Codaccioni P. et Coeurx L. 1989. Identification et classification des variétés d'orge cultivées en France, éd. INRA. France. 16p.

Sirrenberg A., Göbel C., Grond S., Czempinski N., Ratzinger A., Karlovsky P., Santos P., Feussner I. and Pawlowski K. 2007. *Piriformospora indica* affects plant growth by auxin production. Plant Physiol. **131** (4): 581-589.

Smith S.E. and Read D.J. 2000. Mycorrhizal symbiosis. 2nd ed. Academic Press, London, UK.

Smolyanyuk E.V. and Bilanenko E.N. 2011. Communities of halotolerant micromycetes from the areas of natural salinity. Microbiology **80** (6): 877–883.

Soltner D. 2005. Les grandes productions végétales. 20ème Ed. Collection science et techniques agricoles, pp: 303-308.

Souza A.Q.L., Souza A.D.L., Astolfi Filho S., Belem Pinheiro M.L., Sarquis M.I.M. and Pereira J.O. 2004. Atividade antimicrobiana de fungos endofíticos isolados de plantas tóxicas da Amazônia: *Palicourea longiflora* (aubl.) rich e *Strychnos cogens* bentham. Acta. Amaz. **34** (2):185-95.

Spiering M. J., Moon C. D., Wilkinson H. H. and Schardl C. L. 2005. Gene clusters for insecticidal loline alkaloids in the grass-endophytic fungus *Neotyphodium uncinatum*. Genetics **169**: 1403-1414.

Stepien P. and Johnson GN. 2009. Contrasting responses of photosynthesis to salt stress in the glycophyte Arabidopsis and the halophyte thellungiella: role of the plastid terminal oxidase as an alternative electron sink. Plant Physiol. **149**: 1154–1165.

Stone J.K, White J.F. and Polishook J.D. 2004. Endophytic fungi. In: Mueller G, Bills G and Foster M.(eds). Measuring and Monitoring Biodiversity of fungi. Inventory and monitoring methods, Elsevier Academic Press, Boston, MA: pp. 241-270.

Stone J.K., Bacon C.W. and White J.F.. 2000. An overview of endophytic microbes: endophytism defined. In: **Bacon C.W. and White J.F.** (Eds.) Microbial endophytes. New York: Marcel Dekker, Inc, 3–30.

Strobel G., Daisy B., Castillo U. and Harper J. 2004. Natural products from endophytic microorganisms. Journal of Natural Products **67**: 257-268.

Strobel G.A. 2002. Rainforest endophytes and bioactive products. Critical Reviews in Biotechnology **22**: 315-333.

Sun C., Shao Y., Vahabi K., Lu J., Bhattacharya S., Dong S., Yeh K.W., Sherameti I., Lou B., Baldwin I.T. and Oelmüller R. 2014. The beneficial fungus *Piriformospora indica* protects Arabidopsis from *Verticillium dahliae* infection by downregulation plant defense responses. BMC Plant Biol. **29** (14): 268.

Sun Y., Wang Q., Lu X.D., Okane I. and Kakishima M. 2012. Endophytic fungi associated with plants collected from desert areas in China. Mycol. Prog. **11**: 781–790.

Surget A. et Barron C. 2005. Histologie du grain de blé, Industrie des céréales **145**: 4-7.

Suryanarayanan T. S., Venkatesan G. and Murali T. S. 2003. Endophytic fungal communities in leaves of tropical forest trees: diversity and distribution patterns. Current Science **85** (4): 489-493.

Szabados L. and Savoure A. 2010. Proline: a multifunctional amino acid, Trends in plant science **15** (2): 89-97.

Székely G., Ábrahám E., Cséplő Á., Rigó G., Zsigmond L., Csiszár J., Ayaydin F., Strizhov N., Jásik J., Schmelzer E., Koncz C. and Szabados L. 2008. Duplicated P5CS genes of *Arabidopsis* play distinct roles in stress regulation and developmental control of proline biosynthesis. The Plant Journal **53** (1): 11-28.

Taffouo V.D., Nouck A.H., Dibong S.D. and Amougou A. 2010. Effects of salinity stress on seedlings growth, mineral nutrients and total chlorophyll of some tomato (*Lycopersicum esculentum* L.) cultivars. African Journal of Biotechnology **9** (33): 5366-5372.

Tahri E.H., Belabed A. and Sadki K. 1998. Effet d'un stress osmotique sur l'accumulation de proline, de chlorophylle et des ARNm codant pour la glutamine synthétase chez trois variétés de blé dur (*Triticum durum*). Bulletin de l'Institut Scientifique, Rabat **21**: 81-87.

Tan R.X. and Zou W.X. 2001. Endophytes: a rich source of functional metabolites. Natural Product Reports **18**: 448-459.

Tavakkoli E., Fatehi F., Coventry S., Rengasamy P. and McDonald G.K. 2011. Additive effects of Na^+ and Cl^- ions on barley growth under salinity stress. Journal of Experimental Botany **62** (6): 2189-2203.

Tester, N. and Davenport R. 2003. Na^+ tolerance and Na^+ transport in higher plants. Annals of Botany **91**: 1-25.

Toju H., Tanabe A.S., Yamamoto S. and Sato H. 2012. High-coverage ITS primers for the DNA-based identification of Ascomycetes and Basidiomycetes in environmental samples. PLoS ONE **7** (7): e40863.

Townsend A.M. 1980. Response of selected tree species to sodium chloride, J. Am. Soc. Hortic. Sci. **105** (6) 878–883.

Troll W. and Lindsley J. 1955. A photometric method for determination of proline. J. Biol. Chem. N° 215 (2): 655 - 660.

Turan M.A., Elkarim A.H.A., Taban N. and Taban S. 2009. Effect of salt stress on growth, stomatal resistance, proline and chlorophyll concentrations on maize plant. African J. of Agri. Res. **4** (9): 893 – 897.

Unnikumar K., Sree K. S. and Varma A. 2013. *Piriformospora indica*: a versatile root endophytic symbiont. Symbiosis **60** (3) : 107-113.

Urban L. and Urban I. 2010. La production sous serre, tome 2 : l'irrigation fertilisante en culture hors sol, 2nd Ed. Lavoisier, pp.39.

Usuki F. and Narisawa K. 2007. A mutualistic symbiosis between a dark septate endophytic fungus, *Heteroconium chaetospira* and a non-mycorrhizal plant, Chinese cabbage. Mycologia **99**:175–184.

Varma A., Bakshi M., Lou B., Hartmann A. and Oelmueller R. 2012. *Piriformospora indica*: a novel plant growth-promoting mycorrhizal fungus. Agricultural Research **1** (2): 117-131.

Verbruggen N. and Hermans C. 2008. Proline accumulation in plants: a review. Amino Acids **35** (4): 753-759.

Verslues P.E., Agarwal M., Katiyar-Agarwal S., Zhu J. and Zhu J.K. 2006. Methods and concepts in quantifying resistance to drought, salt and freezing, abiotic stresses that affect plant water status. The Plant Journal **45** (4): 523–539.

Waller F., Achatz B., Baltruschat H., Fodor J., Becker K., Fischer M., Heier T., Huckelhoven R., Neumann C., von W. D., Franken P. and Kogel K. H. 2005. The endophytic fungus *Piriformospora indica* reprograms barley to salt-stress tolerance, disease resistance, and higher yield. Proceedings of the National Academy of Sciences USA **102**: 13386-13391.

Wang F., Jiao R.H., Cheng A.B., Tan S.H. and Song Y.C. 2007. Antimicrobial potentials of endophytic fungi residing in *Quercus variabilis* and brefeldin A obtained from *Cladosporium* sp. World Journal of Microbiology and Biotechnology **23**: 79-83.

Wang F., Xu Y.G. Wang S., Shi W., Liu R., Feng G. and Song J. 2015. Salinity affects production and salt tolerance of dimorphic seeds of *Suaeda salsa*. Plant Physiology and Biochemistry **95**: 41-48.

Waqas M., Khan A.L., Kamran M., Hamayun M., Kang S.M., Kim Y.H. and Lee I.J. 2012. Endophytic fungi produce gibberellins and indoleacetic acid and promotes host-plant growth during stress. Molecules **17**: 10754–10773.

Wardlaw I.F. 2002. Interaction between drought and chronic high temperature during kernel filling in wheat in a controlled environment .Annals of botany **90**: 469-476.

Webber J. 1981. A natural control of Dutch elm disease. Nature, London **292**: 449-451.

Wei Y., Dong M., Huang Z. and Tan D. 2008. Factors influencing seed germination of *Salsola affinis* (*Chenopodiaceae),* a dominant annual halophyte inhabiting the deserts of Xinjiang. China. Flora **203**: 134-140.

White T.J., Bruns T., Lee S. and Taylor J. 1990. Amplification and direct sequencing of fungal ribosomal RNA genes for phylogenetics. In: **Innis M.A., Gelfand D.H., Sninsky J.J. and White T.J.** (Eds) PCR protocols, a guide to methods and applications. Academics, San Diego, pp 315-322.

Willenborg C.J., Gulden R.H., Johnson E.N. and Shirtliffe S.J. 2004. Germination characteristics of polymer-coated canola (*Brassica napus* L.) seeds subjected to moisture stress at different temperatures. Agronomy Journal **96** (3): 786–791.

Wong K.M. and Hyde D. 2001. Diversity of fungi on six species of *Gramineae* and one species of *Cyperaceae* in Hong Kong. Mycol. Res. **105**: 1485–1491.

Wu G.Q., Jia S., Liu H.L., Wang C.M. and Li S.J. 2017. Effect of salt stress on growth, ion accumulation, and distribution in sainfoins (*Onobrychis viciaefolia*) seedlings. Prata. Cultural Science **34**: 1661–1668.

Wu Y. and Cosgrove D.J. 2000. Adaptation of roots to low water potentials by changes in cell wall extensibility and cell wall proteins. Journal of Experimental Botany. **51**: 1543-1553.

Xie Y., Luo H., Du Z., Hu L. and Fu J. 2014. Identification of cadmiumresistant fungi related to Cd transportation in bermudagrass (*Cynodon dactylon* L. Pers.). Chemosphere **117**: 786–792.

Yeo A.R. 1998. Molecular biology of salt tolerance in the context of whole-plantphysiology. Journal of Experimental Botany pp 915-929.

Yokoi S., Bressan R.A. and Hasegawa P.M. 2002. Salt Stress Tolerance of Plants. Center for Environmental Stress Physiology, Purdue University.

Yoshida Y., Marubodee R., Ogiso-Tanaka E., Iseki K., Isemura T., Takahashi Y. and Ehara H. 2015. Salt tolerance in wild relatives of adzuki bean, Vigna angularis (Willd.) Ohwi et Ohashi. Genetic Resources and Crop Evolution 1-11.

Yurieva O.M., Syrchin S.O., Nakonechna L.T. and Kurchenko I.M. 2018. Influence of endophytic and saprotrophic *Penicillium* funiculosum strains on resistance of *Glycine max* L. under salt stress. Біологія, біотехнологія, екологія (Biology, biotechnology, ecology) **2** (72): 579-262.

Zabalgogeazcoa I. 2008. Fungal endophytes and their interaction with plant pathogens. Spanish Journal of Agricultural Research **6**: 138-146.

Zapata P.J. Serrano M., Pretel M.T., Amorós A. and Botella M.Á. 2004. Polyamines and ethylene changes during germination of different plant species under salinity. Plant Science **167**(4): 781-788.

Zaurov D.E., Bonos S., Murphy J.A., Richardson M.D. and Belanger F.C. 2001. Endophyte infection can contribute to aluminium tolerance in fine fescues. Corp Science **41**: 1981-1984.

Zeitoun R. 2011. Procédés de fractionnement de la matière végétale- Application de la production des polysaccharides du son et de la paille de blé. Thèse doctorat, Université Toulouse, 229p.

Zerrad W., Hillali S., Mataoui B., El Antri S. et Hmyene A. 2006. Etude comparative des mécanismes biochimiques et moléculaires de résistance au stress hydrique de deux variétés de blé dur. Congrès international de Biochimie, Agadir: 371-376.

Zhang F., Yuan J., Yang X., Cui Y., Chen L. and Ran W. 2013. Putative *Trichoderma harzianum* mutant promotes cucumber growth by enhanced production of indole acetic acid and plant colonization. Plant and Soil **368**: 433–444.

Zhang H.W., Song Y.C. and Tan R.X. 2006. Biology and chemistry of endophytes. Natural Product Reports **23**: 753-771.

Zhang N., Si H.J., Wen G., Du H.H., Liu B. L. and Wang D. 2011. Enhanced drought and salinity tolerance in transgenic potato plants with a BADH gene from spinach. Plant Biotechnology Reports **5** (1): 71-77.

Zheng Y., Aijun J., Tangyuan N., Jialin X., Zengjia L. and Gaoming J. 2008. Potassium nitrate application alleviates sodium chloride stress in winter wheat cultivars differing in salt tolerance. J. Plant Physiol. **165**: 1455-1465.

Zhu G.Y., Kinet J.M. and Lutts S. 2001. Characterization of rice (*Oryza sativa* L.) F3 populations selected for salt resistance. I. Physiological behaviour during vegetative growth. Euphytica **121**: 251-263.

Zhu J.K. 2001. Plant salt tolerance. Trends in plant Sci. **6**:66-71.

Zhu J.K. 2002. Salt and drought stress signal transduction in plants. An. Rev. of Plant Biol. **53**: 247-73.

Zhu J.K. 2003. Regulation of ion homeostasis under salt stress. Current Opinion in plant biology **6**: 441-445.

Zhu J.K. 2004. Regulation of ion homeostasis under salt stress. Curr. Opin. Plant Biol. **6**: 41–45.

Zörb C., Noll A., Karl S., Leib K. and Yan F. 2005. Molecular characterization of Na+/H+ antiporters (ZmNHX) of maize (*Zea mays* L.) and their expression under salt stress. J. Plant Physiol. **162**: 55-66.

Zraibi L., Nabloussi A., Merimi J., El Amrani A., Kajeiou M., Khalid A. et Serghini Caid H. 2012. Effet du stress salin sur des paramètres physiologiques et agronomiques de différentes variétés de carthame (*Carthamus tinctorius* L.). Al Awamia 125-126 Décembre 2011 / Juin 2012.26p.

Annexes

Annexes

Annexe 1 : Les amorces universelles utilisées pour l'amplification par PCR

Les séquences ITS et 18S de l'ADN_r fongique ont été amplifiées en utilisant les amorces universelles suivantes :

Séquences ITS

ITS1: 5'-TCCGTAGGTGAACCTGCGG-3' (White et *al*. 1990).

ITS2: 5'-GCTGCGTTCTTCATCGATGC-3' (White et *al*., 1990).

Séquences 18S

NS1: 5'-GTAGTCATATGCTTGTCTC-3' (White et *al*., 1990).

NS7: 5'-GAGGCAATAACAGGTCTGTGATGC-3' (White et *al*., 1990).

Annexe 2 : Taux de germination finaux du blé dur et de l'orge

Tableau 1 : Comparaison des moyennes du facteur salinité par le test de Newman-Keuls au seuil de 0,05.

Espèces végétale	0meq/l	400meq/l	600meq/l	800meq/l	Test F
Blé dur	99,45a±1,02	78,48b±25,97	51,43c±21,78	35,08d±15,57	2060,202*
Orge	99,8a±0,66	72,1b±18,17	34,48c±15,50	15,03d±9,02	2944,143*

Tableau 2 : Comparaison des moyennes du facteur champignons endophytes par le test de Newman-Keuls au seuil de 0,05.

Espèces végétale	C0	EF	AC	PB	FE	CC	FG	Test F
Blé dur	28,9c ± 47,97	70,4b ± 28,22	76,3a ± 24,02	68,45b ± 29,63	69,9b ± 32,51	74,82a ± 2,47	70,75b ± 29,11	295,283*
Orge	33,3d ± 47,14	57,9b ± 39,56	58,75b ± 40,26	62,7a ± 35,51	59,05b ± 31,94	58,6b ± 42,82	52,05c ± 38,54	90,499*

Tableau 3 : Comparaison des moyennes de l'interaction salinité/champignons endophytes par le test de Newman-Keuls au seuil de 0,05.

Espèces végétale	Espèces Champ.	0meq/l	400meq/l	600meq/l	800meq/l	Test F
Blé dur	C0	100a±0	15,6l±1,82	0m±0	0m±0	48,341*
	EF	100a±0	85,6c±4,56	59,8fg±4,08	36,2j±1,64	
	AC	99,6a±0,55	93,4ab±2,41	57f±4,93	49,8hi±6,72	
	PB	100a±0	87,4bc±2,30	48,4i±8,77	38,4j±4,78	
	FE	99,4a±0,89	93,2ab±2,95	57fg±5,61	30k±0	
	CC	100a±0	81,8cd±1,64	71,2e±4,38	46,2i±1,64	
	FG	97a±2,82	92,2ab±2,95	58,2fg±2,95	35,6j±8,76	
Orge	C0	100a±0	33,2h±5,07	0k±0	0k±0	25,277*
	EF	100a±0	79cd±2,24	41,8fg±6,02	10j±3,7	
	AC	100a±0	82,6cd±3,29	41,6fg±4,27	10,8j±3,83	
	PB	100a±0	58c±3	40,6fg±10,40	25,2i±6,94	
	FE	100a±0	65,6e±3,78	45,6f±6,02	25i±4,58	
	CC	100a±0	91b±2,23	24,2i±1,64	19,2i±3,03	
	FG	98,4a±2,19	64,4e±7,27	37,42gh±3,51	8j±0,71	

Annexe 3 : Longueurs des coléoptiles du blé dur et de l'orge

Tableau 4 : Comparaison des moyennes du facteur salinité par le test de Newman-Keuls au seuil de 0,05.

Espèces végétale	0meq/l	400meq/l	600meq/l	800meq/l	Test F
Blé dur	1,95a±0,55	0,55b±0,15	0,23c±0,11	0,13c±0,06	432,107*
Orge	3,20a±2,19	2,69b±1,27	0,08c±0,17	0,02c±0,04	746,427*

Tableau 5 : Comparaison des moyennes du facteur champignons endophytes par le test de Newman-Keuls au seuil de 0,05.

Espèces végétale	C0	EF	AC	PB	FE	CC	FG	Test F
Blé dur	0,82a ± 1,55	0,76ab ± 0,91	0,55b ± 0,58	0,79ab ± 0,92	0,68ab ± 0,74	0,62ab ± 0,69	0,65ab ± 0,64	2,579 *
Orge	2,08a ± 4,12	1,81b ± 1,83	1,37cde ± 1,84	1,09e ± 1,40	1,24de ± 1,48	1,66bc ± 1,88	1,55bcd ± 1,80	14,524*

Tableau 6 : Comparaison des moyennes de l'interaction salinité/champignons endophytes par le test de Newman-Keuls au seuil de 0,05.

Espèces végétale	Espèces Champ.	0meq/l	400meq/l	600meq/l	800meq/l	Test F
Blé dur	C0	3,14a±0,46	0,13e±0,11	0e±0	0e±0	7,572*
	EF	2,11b±1,13	0,47e±0,07	0,32e±0,12	0,13e±0,05	
	AC	1,36d±0,88	0,56e±0,15	0,18e±0,09	0,09e±0,07	
	PB	2,15b±0,34	0,54e±0,07	0,33e±0,27	0,15e±0,05	
	FE	1,77bcd±0,73	0,53e±0,14	0,27e±0,09	0,15e±0,07	
	CC	1,65cd±0,74	0,36e±0,14	0,26e±0,05	0,2e±0	
	FG	1,57cd±0,56	0,58e±0,15	0,26e±0,05	0,17e±0,05	
Orge	C0	8,26a±1,31	0,06h±0,1	0h±0	0h±0	65,467*
	EF	2,65de±0,51	3,99b±0,67	0,47h±0,07	0,13h±0,05	
	AC	1,56g±0,60	3,9b±0,01	0h±0	0,03h±0,09	
	PB	1,41g±0,68	2,03cde±0,54	0h±0	0h±0	
	FE	2,04fg±0,49	2,92cde±0,71	0h±0	0h±0	
	CC	3,06cd±0,37	3,42bc±0,95	0,15h±1,54	0h±0	
	FG	3,71b±1,26	2,34ef±0,57	0h±0	0h±0	

Annexe 4 : Longueurs des radicules du blé dur et de l'orge

Tableau 7 : Comparaison des moyennes du facteur salinité par le test de Newman-Keuls au seuil de 0,05.

Espèces végétale	0meq/l	400meq/l	600meq/l	800meq/l	Test F
Blé dur	5,05a±0,78	1,95b±0,78	0,74c±0,32	0,30d±0,13	857,834*
Orge	4,27a±1,27	3,98b±1,33	1,18c±1	0,67d±0,51	752,995*

Tableau 8 : Comparaison des moyennes du facteur champignons endophytes par le test de Newman-Keuls au seuil de 0,05.

Espèces végétale	C0	EF	AC	PB	FE	CC	FG	Test F
Blé dur	1,66c ± 3,14	2,40a ± 2,37	1,97bc ± 1,72	2,12ab ± 2,27	2,03abc ± 2,15	1,96bc ± 2,02	1,87bc ± 1,55	4,299*
Orge	2,04d ± 3,39	2,33cd ± 2,07	2,83ab ± 2,18	2,5bc ± 1,14	2,86a ± 1,22	2,48bc ± 2,52	2,34cd ± 2,34	9,497*

Tableau 9 : Comparaison des moyennes de l'interaction salinité/champignons endophytes par le test de Newman-Keuls au seuil de 0,05.

Espèces végétale	Espèces Champ.	0meq/l	400meq/l	600meq/l	800meq/l	Test F
Blé dur	C0	6,36a±1,13	0,26fg±0,08	0g±0	0g±0	8,99*
	EF	5,52b±0,08	2,93d±0,7	0,89fg±0,26	0,27fg±0,07	
	AC	4,15c±1,33	2,48de±0,44	0,88fg±0,44	0,35fg ±0,12	
	PB	5,32b±0,58	2,13e±0,53	0,69fg±0,36	0,32fg ±0,08	
	FE	5,12b±1,32	1,75e±0,93	0,91fg±0,3	0,32fg±0,09	
	CC	4,78b±1,01	1,78e±0,50	0,79fg±0,23	0,41fg±0,16	
	FG	3,88c±1,15	2,2e±0,66	1,07f±0,5	0,32fg±0,04	
Orge	C0	7,07a±1,01	1,08klm±0,37	0n±0	0n±0	38,892*
	EF	3,55ghi±0,87	4,59cde±0,63	0,89klm±0,26	0,27mn±0,06	
	AC	3,35hi±0,81	5,56b±1,35	2,02j±0,23	0,4lmn±0,32	
	PB	3i±0,84	3,77fgh±0,6	2,1j±0,51	1,13kl±0,37	
	FE	3,74fgh±0,9	4,06defgh±0,7	2,08j±0,45	1,57jk±0,3	
	CC	4,28efgh±0,58	5c±1,30	1,78n±1,66	0,65lmn±0,1	
	FG	4,77cd±1,14	3,92efgh±0,54	1,72mn±0,48	0,4lmn±0,2	

Annexe 5 : Nombre des racines totales formées par le blé dur et l'orge

Tableau 10 : Comparaison des moyennes du facteur salinité par le test de Newman-Keuls au seuil de 0,05.

Espèces végétale	0meq/l	400meq/l	600meq/l	800meq/l	Test F
Blé dur	4,54a±0,36	3,14b±0,99	2,04c±0,92	1,34d±0,81	366,902*
Orge	5,49a±1,27	4,98b±1,05	2,33c±1,53	1,89d±0,95	524,922*

Tableau 11 : Comparaison des moyennes du facteur champignons endophytes par le test de Newman-Keuls au seuil de 0,05.

Espèces végétale	C0	EF	AC	PB	FE	CC	FG	Test F
Blé dur	1,5c ± 2,38	2,8b ± 1,4	2,88ab ± 1,20	2,93ab ± 1,64	3,23a ± 1,59	2,83b ± 1,61	2,7b ± 1,12	28,151*
Orge	2,05d ± 2,70	4,05ab ± 1,59	3,93b ± 1,85	4,38a ± 1,30	4,35a ± 1,50	3,05c ± 2,59	3,65b ± 2,14	47,626*

Tableau 12: Comparaison des moyennes de l'interaction salinité/champignons endophytes par le test de Newman-Keuls au seuil de 0,05.

Espèces végétale	Espèces Champ.	0meq/l	400meq/l	600meq/l	800meq/l	Test F
Blé dur	C0	5a±0	1j±0	0k±0	0k±0	11,877*
	EF	1abc±0	3,1de±0,57	2,7efg±0,82	1j±0	
	AC	3,8cd±1,03	4bc±0,94	2,1fgh±1,10	1,6hij±0,09	
	PB	4,5abc±0,53	4,1bc±0,88	2ghi±0,94	1,1j±0,32	
	FE	5a±0	3,9bcd±0,88	2,7feg±0,67	1,32hij±0,67	
	CC	5a±0	3,1de±0,88	1,6hij±0,52	1,6hij±0,84	
	FG	3,9bcd±0,88	3e±0	2,7efg±0,67	1,2ij±0,63	
Orge	C0	5,7abc±0,68	2,5efghi±0,8	0k±0	0k±0	13,699*
	EF	5,3abc±0,67	5,42abc±0,52	3,4de±0,52	2,1ghij±0,74	
	AC	5,2abc±0,42	5,4abc±0,70	3,7d±0,67	1,4j±0,70	
	PB	5,2abc±0,63	5,7abc±0,48	3,7d±0,95	2,9defg±0,57	
	FE	5,6abc±0,84	5,7abc±0,48	3,1def±0,99	3defg±0,82	
	CC	5abc±0,82	5,4abc±1,42	3,8k±1,56	1,8hij±0,92	
	FG	6a±0	4,9bc±1,10	3,5ghij±0,85	1,6ij±0,7	

Annexe 6 : Analyses de la variance des paramètres morphologiques, physiologiques et biochimiques du blé dur et de l'orge

Tableau 13 : Analyse de la variance des paramètres morphologiques de blé et d'orge au seuil de 0,05.

Variables	Espèces Végétales	Effet salinité	Effet endophytes	Effet de l'interaction salinité/endophytes
		Test F	Test F	Test F
Taux de levée	Blé dur	526,986*	9,681*	6,786*
	Orge	81,112*	3,181*	3,181*
Long. racine principale	Blé dur	0.1874ns	0.8825ns	1.5471ns
	Orge	1,685ns	1,943ns	2,025*
Hauteur des plantes	Blé dur	3.2949*	1.0931ns	0.2933ns
	Orge	1,245ns	1,656ns	0,953ns
Surface foliaire	Blé dur	9.9002*	2.8647*	0.7699ns
	Orge	35,327*	0,888ns	2,061*
M.S. racinaire	Blé dur	3.5561*	1.5028ns	1.5582ns
	Orge	3,838*	0,561ns	2,02*
M.S. aérienne	Blé dur	19.7069*	2.9761*	1.1897ns
	Orge	0,98ns	1,504ns	1,853ns

Tableau 14 : Analyse de la variance des paramètres physiologiques de blé et d'orge au seuil de 0,05.

Variables	Espèces Végétales	Effet salinité	Effet endophytes	Effet de l'interaction salinité/endophytes
		Test F	Test F	Test F
Teneur relative en eau	Blé dur	13.4760*	1.8558ns	1.3144ns
	Orge	9,211*	4,261*	3,357*
Sodium Na+	Blé dur	0.4296ns	0.7625ns	1.7126ns
	Orge	5,469*	6,636*	4,535*
Potassium K+	Blé dur	3.8858*	4.8725*	5.4259*
	Orge	3,414*	0,654ns	1,282ns

Tableau 15 : Analyse de la variance des paramètres biochimiques de blé et d'orge au seuil de 0,05.

Variables	Espèces Végétales	Effet salinité	Effet endophytes	Effet de l'interaction salinité/endophytes
		Test F	Test F	Test F
Teneur en sucres	Blé dur	0.7017^{ns}	0.4327^{ns}	1.9130^{ns}
	Orge	$3,577^{*}$	$1,164^{ns}$	$1,221^{ns}$
Teneur en proline	Blé dur	53.6345^{*}	7.5595^{*}	7.4858^{*}
	Orge	$194,548^{*}$	$3,769^{*}$	$5,608^{*}$
Teneur en Chlorophylle 'a'	Blé dur	14.2791^{*}	2.3188^{*}	1.8352^{ns}
	Orge	$4,315^{*}$	$0,217^{ns}$	$1,636^{ns}$
Teneur en Chlorophylle 'b'	Blé dur	1.3018^{ns}	2.4115^{*}	2.5895^{*}
	Orge	$15,083^{*}$	$1,153^{ns}$	$1,543^{ns}$
Teneur en Chlorophylle totale 'a' + 'b'	Blé dur	4.6896^{*}	2.2973^{*}	1.9638^{ns}
	Orge	$7,76^{*}$	$0,397^{ns}$	$1,654^{ns}$
Teneur en Caroténoïdes	Blé dur	$242,035^{*}$	$35,432^{*}$	$23,997^{*}$
	Orge	$15,072^{*}$	$1,147^{ns}$	$1,555^{ns}$