

TABLES DES MATIERES

DEDICACES	i
REMERCIEMENTS	ii
TABLES DES MATIERES	iv
LISTES des ABREVIATIONS et SIGLES	vi
LISTE DES FIGURES ET TABLEAUX	viii
Liste des figures.....	viii
Liste des tableaux	viii
RÉSUMÉ.....	ix
ABSTRACT	x
INTRODUCTION.....	1
CHAPITRE I : SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE	4
I. La salinisation des terres	4
I.1. Notion de salinité	4
I.2. Causes de la salinisation des terres	4
I.2.1. Salinisation primaire	4
I.2.2. Salinisation secondaire	5
I.3. Les conséquences de la salinisation	5
I.3.1. Effet du stress salin sur les caractéristiques physico-chimiques du sol.....	5
I.3.2. Effets sur les micro-organismes du sol.....	6
I.3.3. Effets sur les plantes	7
I.3.4. Effets sur les activités socio-économiques	8
I.4.Méthodes de lutte contre la salinisation des terres	8
I.4.1. Méthodes physiques	8
I.4.2.Méthodes chimiques	9
I.4.3.Méthodes biologiques.....	10
I.5.Les mécanismes de tolérance des végétaux au stress salin	10
I.5.1.Exclusion	11
I.5.2.Inclusion ou Compartimentation	11
I.5.3. Production d'osmolytes	12
II. Les espèces actinorhiziennes de la famille des <i>Casuarinaceae</i>	13
II.1. Généralités	13
!) II.2. Présentation des <i>Casuarinaceae</i>	13
II.2.1. Description botanique des <i>Casuarinaceae</i>	13
II.2.2.Aire de distribution.....	15

II.2.3. Usage des <i>Casuarinaceae</i>	16
II.2.4. La tolérance au stress salin chez la famille des <i>Casuarinaceae</i>	16
III. Généralités sur les microorganismes symbiotiques	17
III.1. La symbiose mycorhizienne à arbuscules	17
III.1.1. Les champignons mycorhiziens à arbuscules et la tolérance au stress salin	21
III.2. Les symbioses fixatrices d'azotes	22
III.2.1. La symbiose Rhizobium-légumineuse	23
III.2.2. La symbiose actinorhizienne	23
III.2.3. Les bactéries fixatrices d'azotes et la tolérance au stress salin	25
III.3. Effets des microorganismes symbiotiques sur la tolérance au sel des <i>Casuarinaceae</i> ..	26
CHAPITRE II : Matériel et Méthodes	28
I. Description des sites d'études	28
II. Effet de l'inoculation de plantation de <i>Casuarina</i> sur les paramètres dendrométriques	30
II.1. Mesure des paramètres dendrométriques des <i>Casuarina</i>	32
III. Effet des <i>Casuarinaceae</i> sur la diversité de la végétation herbacée	32
III.1. Inventaire floristique de la végétation herbacée	32
III.2. Prélèvement de la phytomasse sèche des herbacées	36
IV. Effet des <i>Casuarinaceae</i> sur les propriétés chimiques du sol	36
IV.1. Echantillonnage du sol	36
IV.2. Analyse physico-chimique du sol	36
V. Analyse statistiques	37
I. Résultats	37
I.1. Effet de l'inoculation sur le taux de réussite de plantation de <i>Casuarina</i>	37
I.1.1. Au niveau de la plantation de <i>Casuarina</i> établie en 2013	37
I.1.2. Au niveau de la plantation établie en 2016	38
I.2. Effet de l'inoculation de plantation de casuarina sur les paramètres dendrométriques .	38
I.2.1. Au niveau de la plantation de <i>Casuarina</i> établie en 2013	39
I.2.2. Au niveau de la plantation de <i>Casuarina</i> établie en 2016	39
II. Effet de la plantation de <i>Casuarina</i> sur la diversité de la végétation herbacée	40
II.1. Cortège floristique	40
II.1.1. Au niveau de la plantation de <i>Casuarina</i> établie en 2013	40
II.1.2. Au niveau de la plantation de <i>Casuarina</i> établie en 2016	41
II.2. Contribution spécifique présence sous couvert et hors couvert de <i>Casuarina</i>	43
II.3. Indices de diversité	45
II.3.1. Au niveau de la plantation de <i>Casuarina</i> établie en 2013	45

II.3.2. Au niveau de la plantation de <i>Casuarina</i> établie en 2016.....	46
III. Influence des <i>Casuarinaceae</i> sur la production de la phytomasse herbacée	46
IV. Effet des <i>Casuarina</i> sur les caractéristiques physico-chimiques du sol	47
IV.1. Au niveau de la plantation établie en 2013.....	47
IV.2. Au niveau de la plantation de <i>Casuarina</i> établie en 2016	50
V. Discussion	52
CONCLUSION ET PERSPECTIVES	56
Références Bibliographiques.....	57
ANNEXES	68

LISTES des ABREVIATIONS et SIGLES

CNRA	: Centre National de Recherche Agronomique
CNRF	: Centre National de Recherche Forestière
CRDI	: Centre de Recherches pour le Développement International
CSE	: Centre de Suivi Ecologique
FAO	: Food and Agriculture Organization
INP	: Institut National de Pédologie
ISRA	: Institut Sénégalaise de Recherches Agronomiques
LADA	: Land Degradation Assessment in Drylands project
LCM	: Laboratoire Commun de Microbiologie
PAPIL	: Projet d’Appui à la Petite Irrigation Locale
PADERCA	: Projet d’Appui au Développement Rural en Casamance
PLD	: Plan Local de Developpement
PRECOBA	: Projet de Reboisement du Centre Ouest du Bassin Arachidier
WAC	: Word Agroforestry Center

LISTE DES FIGURES ET TABLEAUX

Liste des figures

Figure 1: Principaux types de mycorhizes représentés sur une coupe transversale de racine (Walker <i>et al.</i> , 2010)	19
Figure 2: Schéma des différents étapes de colonisation des champignons MA (adapté d'après Bonfante et Genre, 2010)	21
Figure 3: Processus d'infection intracellulaire par <i>Frankia</i> du système racinaire chez les <i>Casuarina</i> (D'après Perrine-Walker <i>et al.</i> , 2011).	25
Figure 4: Carte de localisation de la commune de Palmarin (Région de Fatick) (D'après Djighaly, 2019).	29
Figure 5: Dispositif expérimental de la plantation de 2013	31
Figure 6: Dispositif expérimental de la plantation de 2016	32
Figure 7: Variation de la phytomasse (SC) sous couvert et (HC) hors couvert des deux plantations de <i>Casuarina</i> (2013 et 2016) en condition saline	47

Liste des tableaux

Tableau 1: Echelle de pourcentages des différents indices d'abondance/dominance	33
Tableau 2: Table de correspondance des codes d'abondance dominance et de recouvrement	34
Tableau 3: Effet de l'inoculation avec <i>R. fasciculatus</i> et la souche <i>CeD</i> de <i>Frankia</i> sur le taux de réussite des plantes de <i>C. equisetifolia</i> et <i>C. glauca</i> en condition de stress salin 7 ans après la plantation.	37
Tableau 4 : Effet de l'inoculation avec <i>R. fasciculatus</i> et la souche <i>CcI6</i> de <i>Frankia</i> sur le taux de réussite des plantes de <i>C. equisetifolia</i> et <i>C. glauca</i> en condition de stress salin 4 ans après la plantation.	38
Tableau 5: Effet de l'inoculation avec <i>R. fasciculatus</i> et la souche <i>CcI6</i> de <i>Frankia</i> sur la hauteur, les diamètres (collet et houppier) des plantes de <i>C. equisetifolia</i> et <i>C. glauca</i> en condition de stress salin 7 ans après la plantation	39
Tableau 6: Effet de l'inoculation avec <i>R. fasciculatus</i> et la souche <i>CcI6</i> de <i>Frankia</i> sur la hauteur, les diamètres (collet et houppier) des plantes de <i>C. equisetifolia</i> et <i>C. glauca</i> en condition de stress salin 4 ans après la plantation	40
Tableau 7: Liste des espèces herbacées présentent SC: sous couvert et HC: hors couvert de <i>Casuarina</i>	Erreur ! Signet non défini. 42
Tableau 8: Contribution spécifique des espèces herbacées présentes sous couvert et hors couvert de <i>Casuarina</i>	44
Tableau 9: Diversité floristique par sites sous couvert et hors couvert des plantations de <i>Casuarina</i> établies en 2013 et 2016	46
Tableau 10: Propriétés physiques et chimiques du sol sous couvert et hors couvert de la plantation de <i>Casuarina</i> établie en 2013	49
Tableau 11: Propriétés physiques et chimiques du sol sous couvert et hors couvert de la plantation de <i>Casuarina</i> établie en 2016	51

RÉSUMÉ

La salinisation est l'un des facteurs de la dégradation des terres. Elle provoque la destruction des propriétés physiques, chimiques et biologiques des sols entraînant la perte de leur fertilité, la baisse des rendements agricoles et à long terme une insécurité alimentaire. Le Sénégal comme tous les pays sahéliens subit cette dégradation avec une perte importante de terres arables (1700000 ha sur 3800000 ha) (LADA, 2009). L'utilisation de plantes tolérantes à la salinité est la méthode la plus durable et la plus respectueuse de l'environnement pour faire face à la salinisation des terres. Parmi ces plantes, les espèces de la famille des *Casuarinaceae*, espèces pionnières capables de se développer dans les environnements dégradés sont largement utilisées dans les programmes de réhabilitation. Ces plantes s'associent généralement avec les microorganismes symbiotiques tels que les champignons mycorhiziens à arbuscules (CMA) et les bactéries fixatrices d'azote du genre *Frankia*. Il a été démontré que l'inoculation pourrait améliorer la tolérance et la croissance des plantes de *Casuarina* en milieu salin. L'effet de l'inoculation (*R. fasciculatus* et /ou *Frankia* (CeD et CcI6)) sur la tolérance et la croissance des plantes de *C. equisetifolia* et *C. glauca* établis dans deux sites mises en place en 2013 et 2016 a été étudié. De même que l'effet de ces plantes sur la végétation herbacée et la production de phytomasse herbacée sous couvert et hors couvert et sur les caractéristiques physico-chimiques du sol. Les résultats obtenus montrent que l'inoculation a amélioré la croissance (hauteur et diamètres (collet et houppier)) des plantes de *Casuarina* au niveau des deux plantations. Cependant les plantes de *C. glauca* sont les plus tolérantes à la salinité. La diversité floristique, le recouvrement du tapis herbacé, et la production de phytomasse herbacée ont été plus importante sous couvert des plantes de *Casuarina* à la différence des parcelles hors couvert. Nos résultats suggèrent que l'inoculation améliore la croissance des plantes de *Casuarina* et que *C. glauca* est la plus tolérante à la salinité. En plus les plantes influencent positivement la diversité floristique, la production de phytomasse herbacée. Les plantes ont aussi amélioré la fertilité des sols et diminué la salinité.

Mots-clés : Salinisation, *Casuarina*, *Frankia*, champignons mycorhiziens à arbuscule, phytomasse herbacée

ABSTRACT

Land salinization is one of the major cause of land degradation. It induces degradation of physical, chemical and biological properties of soils leading to the loss of soil fertility, lower agricultural yields and, in the long term, food insecurity. In Senegal, salinity is huge problem with a significant loss of arable land (1700, 000 ha out of 3800,000 ha) (LADA, 2009). The use of salinity tolerant plants is the most sustainable and environmentally friendly method to deal with the salinization of the land. Among these plants, species of the *Casuarinaceae* family, pioneer species able to grow in degraded environments, are widely used in rehabilitation programs. These plants are generally associated with symbiotic microorganisms such as arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) and nitrogen-fixing bacteria of the genus *Frankia*. It has been demonstrated that inoculation could improve their tolerance and growth in saline environments. The effect of inoculation with (*R. fasciculatus* and/or *Frankia* (*CeD* and *CcI6*)) on the tolerance and growth of plants of *C. equisetifolia* and *C. glauca* established in two sites established in 2013 and 2016 was studied as well as the effect of these plants on herbaceous vegetation and herbaceous phytomass production under *Casuarina* plantation and outside the plantation. The effect of the plantation on soil chemical characteristic was also assessed. The results obtained show that inoculation improved the growth (height and diameters (crown and crown)) of *Casuarina* plants in both plantations. However, *C. glauca* plants are the most tolerant to salinity. The floristic diversity, the cover of the herbaceous mat, and the production of herbaceous phytomass were greater under cover of the *Casuarina* plants than in the plots outside the cover. Our results suggest that inoculation improves the growth of *Casuarina* plants and *C. glauca* plants are most tolerant to salinity. The *Casuarina* plants positively influence the floristic diversity and the production of herbaceous phytomass under their crown. The plants also improved soil fertility and decreased salinity.

Keywords: Salinization, *Casuarina*, *Frankia*, Arbuscular mycorrhizal fungi, herbaceous phytomass

INTRODUCTION

La salinisation est l'une des causes majeure de la dégradation des terres. En moyenne, le monde perd 10 hectares de terres cultivables par minute, dont 3 hectares à cause de la salinisation (IPTRID, 2006). Dix à quinze pour cent des surfaces irriguées (20 à 30 millions d'hectares) souffrent, à des degrés divers de problèmes de salinisation (Mermoud, 2006). Une bonne partie du phénomène de salinisation se trouve dans les terres arides et semi-arides. Cela est due au fait que le processus de salinisation est plus marqué par des températures élevées durant presque toute l'année, du drainage restreint, de la faiblesse des précipitations insuffisantes pour lixivier les sels solubles du sol (Diallo *et al.*, 2015b). En Afrique, près de 40Mha sont affectés par la salinisation, soit près de 2% de la surface totale (IPTRID, 2006).

Le Sénégal, comme tous les pays sahéliens, subit depuis plusieurs décennies, une baisse de sa pluviométrie et des pressions de plus en plus importantes sur les ressources naturelles (LADA, 2009). Ces effets combinés à la croissance démographique et les perturbations climatiques ont affecté le système bio productif en entraînant la dégradation des terres arables, soit une perte de 1.700.000 ha sur 3.8 M hectares qui représente 19 % de la superficie du pays (LADA, 2009). En plus de cela, la salinisation entraîne une forte extension des espaces dénudées, sursalées, hyper-acidifiées et impropres à la culture ou «tannes vives» (CRDI, 2012). Elle touche pratiquement toutes les régions du pays, en particulier les bassins des fleuves Casamance, Gambie, Sine-Saloum et le delta du fleuve Sénégal (CSE, 2015). La salinisation des terres résulte des effets du changement climatique, de la forte pression anthropique sur les ressources naturelles mais aussi de causes naturelles dont le déficit pluviométrique, les intrusions des eaux de mer, les remontées capillaires sous le fait de l'évaporation. Selon Mermoud (2006), cette salinisation entraîne la dégradation des terres et occasionne des effets nocifs sur le sol et les végétaux; il s'en suit une baisse de la fertilité des sols et, à long terme une diminution des rendements agricoles (OMOURI, 2009). De ce fait il est impératif de restaurer et valoriser ces sols salés pour pallier aux besoins croissants en produits agricoles mais aussi forestiers en vue d'assurer la sécurité alimentaire. Ainsi les méthodes de récupération et de valorisation des sols salés les plus mis en œuvre par divers acteurs sont de nature: hydromécanique (par la mise en place de digues anti-sel et d'ouvrages de retenue (OMVS, PAPIL, PADERCA, CARITAS,...)), chimique (à travers l'amélioration des propriétés physico-chimique des sols par utilisation du phospo-gypse (INP ,...), et biologique (par l'utilisation d'espèces halophiles (CNRF/ISRA, Eaux et Forêts ,

LCM,...)). Ces technologies permettent d'isoler les terres de l'influence de la remontée des eaux salées. Elles sont surtout pratiquées dans les zones côtières où les phénomènes de salinisation liés aux variations climatiques ont réduit considérablement la disponibilité des terres cultivables (CSE, 2015). Cependant la dernière méthode est la plus durable et la plus respectueuse de l'environnement et consiste à utiliser des plantes tolérantes au sel en vue de la restauration et de la valorisation de terres salées. En effet l'utilisation de plantes tolérantes au sel constitue une approche intégrée et appropriée de gestion des terres salées (Singh, 2000). Parmi ces plantes on peut citer celles de la famille des *Casuarinaceae*, espèces pionnières fixatrices d'azote qui sont largement utilisées dans ces programmes de réhabilitation (Sayed, 2011) grâce à leur aptitude à croître sur des sols très pauvres. En effet dans les régions tropicales arides et semi-arides, les *Casuarinaceae* sont très utilisés pour réhabiliter les sols dégradés, protéger les zones côtières et les cultures de l'ensablement et fournir du bois de chauffe (Dia et Duponnois, 2012). Ces *Casuarinaceae* entrent également en symbiose avec des champignons mycorhiziens qui améliorent la nutrition en N et Pi (phosphate) de la plante (Diagne *et al.*, 2013a) et la bactérie *Frankia* qui améliore la nutrition azotée (Ngom *et al.*, 2016). A cet effet, beaucoup d'études ont été faites sur la symbiose des *Casuarinaceae* avec les microorganismes tels que les champignons mycorhiziens et l'actinomycète du sol *Frankia* afin de comprendre leur mécanismes d'adaptation au stress salin et ainsi améliorer leur croissance sur les terres dégradées par le sel (Djighaly *et al.*, (2018) ; Oshone *et al.*, (2013) ; Thiem *et al.*, (2018)). C'est ainsi que notre étude a porté sur deux plantations de *Casuarinaceae* inoculées avec des souches de champignon mycorhiziens à arbuscules (CMA) *Rhizophagus fasciculatus* et de bactéries fixatrices d'azote du genre *Frankia* (CcI6 et CeD) tolérantes au sel. Ces plantations ont été mises en place en 2013 (7 ans) pour l'une et l'autre en 2016 (4 ans) dans la commune de Palmarin. Cette commune de la région de Fatick est très touchée par le phénomène de salinisation (Diagne, 2016).

L'objectif général de notre étude est de contribuer à la valorisation agrosylvopastorale des terres dégradées par le sel par la mise en place de plantations de *Casuarinaceae* inoculées avec des champignons mycorhiziens à arbuscules et des bactéries fixatrices d'azote tolérantes au sel. Cet objectif a été décliné en trois objectifs spécifiques qui sont :

- Etudier l'effet des inocula sur la croissance (hauteur et diamètres (collet et houppier)) et le taux de réussite des *Casuarinaceae* ;
- Evaluer les effets des *Casuarinaceae* sur la diversité floristique et la production de phytomasse herbacée sous couvert et hors couvert des deux plantations ;

-Evaluer les effets des *Casuarinaceae* sur les caractéristiques chimiques du sol ;

Ce document est constitué de 3 chapitres à la suite de l'introduction. Le premier chapitre présente une synthèse bibliographique. Le second chapitre décrit le matériel et méthodes utilisés. Le troisième présente les résultats et la discussion du travail réalisé. Une conclusion générale est proposée à la fin du document.

CHAPITRE I : SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE

I. La salinisation des terres

I.1. Notion de salinité

Le processus d'accumulation des sels solubles dans le sol est appelé salinisation (Choudhary et Kharche, 2018). Elle 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 (Bouassaba et Chougui, 2018). En Afrique, 39 M ha, soit 2 % des terres arables, sont des sols salins et parmi eux 34 Mha sont des sols sodiques (Ben Nja, 2014).

La salinité des sols est l'augmentation dans les sols de sels à haute teneur en sodium (sodification) ou hydrosolubles, comme le potassium, le magnésium, le calcium, le chlore, le sulfate, le carbonate, le bicarbonate (salinisation) qui affecte négativement la croissance des végétaux, réduit le rendement des récoltes et peut rendre les sols improductifs (FAO, 2016).

Le phénomène de salinisation agit négativement sur les propriétés physiques, chimiques, et biologiques du sol et se traduit de la même manière sur les rendements des plantes (Diallo *et al.*, 2015b). Selon OMOURI, (2009) le niveau de salinité des sols est apprécié par un ensemble de paramètres : la conductivité électrique (CE) qui est la concentration de la solution du sol en électrolytes exprimée en dS/m à 25°C, le taux de sodium échangeable (ESP) (pourcentage de sodium présent sur le complexe d'échange par rapport à la capacité d'échange cationique totale), le taux d'absorption du sodium (SAR) et le pH.

I.2. Causes de la salinisation des terres

En fonction des facteurs responsables de la salinisation, cette dernière est distinguée en deux types différentes: la salinisation primaire et la salinisation secondaire (Daliakopoulos *et al.*, 2016 ; Zinck et Metternicht, 2008).

I.2.1. Salinisation primaire

C'est une accumulation de sels par le biais de mécanismes naturels (Daliakopoulos *et al.*, 2016). Il s'agit d'un processus naturel pouvant être définie comme le transfert de sels solubles d'un endroit à un autre, ce dernier étant initialement dépourvu de sels ou voyant sa concentration en sels augmentée (Zinck et Metternicht, 2008). Près de 80 % des terres salinisées ont une origine naturelle « édaphique » (IPTRID, 2006). Une des causes de la

salinisation primaire est les gisements fossiles (comme les évaporites) ou salinité d'origine géologique (Legros, 2007). Ces évaporites se forment à la suite de la précipitation et du dépôt des sels en solution, atteignant des concentrations très importantes suite à une évaporation (Foucault et Raoult, 2000). En plus de cela Mermoud, (2006) note que ce type de salinisation peut aussi être due à des apports naturels externes : i) dans les régions côtières, intrusion d'eau salée ou submersion des terres basses ; ii) inondations périodiques par de l'eau de mauvaise qualité ; iii) remontée d'une nappe phréatique salée près de la zone racinaire. Dans les régions arides et semi-arides, où les précipitations sont insuffisantes pour lixivier les sels solubles du sol et où le drainage est restreint, des sols salins vont se former avec des concentrations élevées de sels «les sols salinisés» (FAO, 2005).

I.2.2. Salinisation secondaire

Cet type de salinisation est une conséquence des processus anthropiques liés aux pratiques agricoles en particulier à l'irrigation (IPTRID, 2006). Les zones irriguées représentent environ 263 millions d'hectares dans le monde entier et, dans la plupart de ces zones, la salinité occasionne une perte de près de 20% de la superficie totale des terres utilisées pour la production agricole dont 19 % de la superficie totale de la production agricole mondiale (Fageria *et al.*, 2012). C'est ainsi que dans les régions arides et semi arides, les contraintes hydriques sont aggravées par la salinité accrue des milieux, qui elle-même est amplifiée par l'irrigation intensive avec des eaux riches en sels (Munns & Tester, 2008), qui au fil des années s'accumulent à la surface des sols sans être lessivés par les rares eaux de pluie (Legros, 2009).

En plus de l'irrigation, l'utilisation excessive et inadéquate d'engrais ayant des teneurs élevées en sels, comme le chlorure de potassium et le nitrate d'ammonium est aussi responsable de la salinité (Tchang, 2018). De même que l'utilisation des désalinisateurs permettant le traitement des eaux impropres à la consommation humaine, dont la technique utilisée est l'osmose inverse, où les effluents du traitement riche en sel sont déversés dans l'environnement souvent sans traitement préalables (Tchang, 2018)

I.3. Les conséquences de la salinisation

I.3.1. Effet du stress salin sur les caractéristiques physico-chimiques du sol

L'accumulation de sel est la première étape de la conséquence des processus menant à la formation des sols salins (Choudhary et Kharche, 2018). Elle est surtout liée à l'ion sodium

qui peut être sous forme soluble ou sous forme échangeable (FAO, 2016). Par rapport à la chimie des sels on a les sols salins dominés par des sels solubles neutres comme le sulfate de sodium et le chlorure de sodium (Choudhary et Kharche, 2018) mais aussi peuvent contenir des quantités appréciables de chlorures et de sulfates de Ca^{2+} et Mg^{2+} . Ces sols sont caractérisés par la conductivité électrique de l'extrait saturé (ECE) supérieure à 4 dS cm^{-1} à 25°C et un pH du sol généralement égale à moins de 8,5. Les sels solubles engendrent une augmentation de la pression osmotique, un pH basique, une structure dégradée et asphyxiante du sol (Dehni, 2018). L'excès des sels à haute teneur de sodium (sous forme échangeable) dans les sols conduit à la formation de sol sodiques (FAO, 2016). Toutefois cet excès de sodium échangeable provoque la dégradation des propriétés physiques du sol due à la fixation du sodium sur le complexe adsorbant, la dispersion des argiles qui bouchent les pores du sol empêchant le mouvement de l'eau et le drainage du sol, l'instabilité structurale et la limitation de la perméabilité du sol à l'eau et à l'air (Choudhary et Kharche, 2018). A la différence des sols sodiques, les sols salins sont physiquement stable avec une plus grande stabilité des agrégats, un taux d'infiltration d'eau élevé et une floculation des agrégats (Rietz et Haynes, 2003).

I.2.2. Effets sur les micro-organismes du sol

Les microorganismes du sol constituent moins de 0,5% de la masse du sol, mais ils jouent un rôle clé dans les propriétés et les processus du sol (Yan *et al.*, 2015). De plus, ils maintiennent et /ou améliorent la qualité des sols en régulant la décomposition de la matière organique et la disponibilité des éléments (Egamberdieva *et al.*, 2010; Singh, 2015). Ces microorganismes sont au cœur de la formation et de la stabilisation des agrégats (Rietz et Haynes, 2003). Cependant les sols salés constituent pour de nombreux micro-organismes un milieu défavorable à cause des sels solubles qui engendrent une augmentation de la pression osmotique, un pH basique, une structure dégradée et asphyxiante du sol (Dehni, 2018). En effet, Yan *et al.*, (2015) ont montré que des concentrations élevées en sel soluble entraînent une baisse de la biomasse et de l'activité microbienne en plus de l'affectation de la structure de leur communauté. En revanche, une sodicité élevée réduit la disponibilité de la matière organique et l'énergie métabolique, nécessaire à l'assimilation microbienne qui par conséquent entraîne la lyse des cellules microbiennes et entraîne la pauvreté des sols en activités microbiennes (Singh, 2015).

I.3.3. Effets sur les plantes

La salinité est l'un des facteurs limitant la croissance et le développement de la plante (NEHILA, 2016). En effet, elle diminue la capacité des plantes à absorber de l'eau et affecte négativement le processus métabolique, l'équilibre osmotique, l'absorption des nutriments, la conductivité hydraulique (Liu *et al.*, 2016). De même que la diminution de la conductance stomatique, du taux net de photosynthèse et de la concentration intercellulaire en CO₂ (Ivanova *et al.*, 2015). Le stress salin induit en plus du stress osmotique, un stress ionique causé par l'abondance du chlorure de sodium dans le sol ; l'effet chaotique des ions Na^+ et Cl^- incorporé en excès entraîne un flétrissement, et ou un retard de croissance, une chlorose et une senescence des parties aériennes des plantes sensibles (Ayadi, 2011). Cependant les racines sont les premiers organes les plus touchés par la salinité et se manifeste par l'élongation de leur cellules accompagnée d'un raccourcissement et d'un épaississement des racines (NEHILA, 2016) mais aussi par la diminution de leur nombre dans le sol (Djerah et Oudjehih, 2015). Les différentes phases de développement de la plante sont également impactées, de la germination à la reproduction (Shrivastava et Kumar, 2015). En effet Djerah et Oudjehih, (2015) ont montré que la salinité inhibait la germination et diminuait son pourcentage. Le déséquilibre nutritionnel causé par la salinité est induite par une inhibition de l'absorption des éléments nutritifs essentiels tels que le Ca^{2+} , K^+ , Mg^{2+} , NO_3^- , par les phénomènes de compétition minérale de fixation apoplasmique (Chérifi *et al.*, 2017). Par exemple c'est le cas de Na^+ et K^+ au sein des réactions biochimiques (Shrivastava et Kumar, 2015). De plus Na^+ , comme Cl^- , induisent aussi des changements de conformation de protéines du fait que K^+ est un cofacteur pour de nombreuses enzymes (Shrivastava et Kumar, 2015). Ly *et al.*, (2014) dans leurs travaux notent aussi que le ralentissement de la croissance aérienne peut être expliqué par l'augmentation des taux de certains régulateurs de croissance dans les tissus notamment l'acide abscissique (ABA) et les cytokines induites par le sel. Le stress salin est aussi responsable de la production de formes active d'oxygène due à l'altération du métabolisme des mitochondries et des chloroplastes (Hanana *et al.*, 2011). Cela entraînent par conséquent un stress oxydatif responsable des effets néfastes sur différentes composantes cellulaires comme les lipides membranaire, les protéines et les acides nucléiques (Hanana *et al.*, 2011).

I.3.4. Effets sur les activités socio-économiques

Selon Montanarella *et al.*, (2016) une terre est dégradée lorsque sa capacité à produire est réduite ou détruite par le biais des phénomènes naturelles ou anthropiques. Des quantités élevées de sel dans le sol entraînent sa dégradation (Choudhary et Kharche, 2018). Elles occasionnent la diminution de la biodiversité présente dans le sol, la perte de productivité, et affectent, la qualité de la production agricole et la fertilité des sols (Tchang, 2018). Ce qui à long terme occasionne l'abandon des terres par leurs propriétaires et entraîne des répercussions négatives sur l'économie (Tchang, 2018). L'agriculture pluviale et l'horticultures sont les principales activités socio-économiques du Sénégal du fait qu'elles contribuent à la satisfaction des besoins alimentaires des populations, la création de richesse et garantie la sécurité alimentaire durable (CSE, 2015). Cependant cette agriculture est menacée par l'intrusion saline dans les terres agricoles causant leur dégradation et la réduction des surfaces cultivées (Cissokho, 2017). En plus de cela, l'élevage est pratiqué de moins en moins dans les zones touchées par la salinité à cause de la rareté des pâturages et de la disparition des zones de pâturages et de parcours des bétails au profit des superficies cultivées (Macina, 2008). Ainsi, la salinité occasionne la baisse de la productivité agricole, la perte de revenus, l'insécurité alimentaire, la pauvreté rural conduisant à l'exode rural (CSE, 2015). A cela s'ajoute l'augmentation des problèmes de santé humaine et animale (Qadir *et al.*, 2014).

I.4.Méthodes de lutte contre la salinisation des terres

Les sols constituent une ressource naturelle essentielle et non renouvelable qui recèle des biens et des services indispensables aux écosystèmes et à la vie humaine (FAO, 2017). Or la salinisation entraîne sa dégradation, donc il est nécessaire de mettre en place des méthodes pour les réhabiliter et les revaloriser. Ainsi, les méthodes les plus utilisées sont citées ci-dessous :

I.4.1. Méthodes physiques

Parmi les méthodes physiques de lutte contre la dégradations des terres par le sel les plus utilisées ; il y a la mise en place de digues anti-sel et de retenue (Montanarella *et al.*, 2016). Ces digues permettent de freiner la sursalure due à l'intrusion marine.

Une autre méthode consiste à réaliser un drainage profond qui permet :i) le rabattement de la nappe phréatique pour limiter les remontées capillaires ; ii) la création de flux souterrains qui permet l'évacuation des sels en excès hors plantation et ; iii) de couper les flux souterrains d'eaux chargées de sels d'une parcelle à une autre (Lacharme, 2001).

La combinaison de drainage et d'irrigation permet de restaurer les sols salin en plus des autres méthodes comme :

- le labour profond nécessaire pour rendre plus perméable les sols stratifiés ou la restauration par drainage qui permet d'abaisser les concentrations en sel (Harter et Motis, 2016) ;
- la lixiviation qui consiste à donner aux cultures juste un peu plus d'eau que nécessaire de manière à ce que les sels soient transportés dans la couche aquifère qui les disperse (Manga *et al.*, 2017).

Toutefois l'application de cette méthode est inefficace sur les sols sodiques ayant déjà subi la destruction de leur structure et la perte de leur teneur en matière organique, en plus elle nécessite de lourds investissements qui ne sont pas à la portée des agriculteurs (Diop *et al.*, 2019)

I.4.2.Méthodes chimiques

Les pratiques de restauration basées sur les méthodes chimiques portent sur l'amélioration des propriétés physico-chimiques des sols par l'utilisation d'amendements chimiques (Montanarella *et al.*, 2016). La quantité et le type d'amendements chimiques nécessaires pour régénérer un sol sodique dépendent des propriétés physico-chimiques du sol, principalement le pH, la CEC et la PSE (Choudhary et Kharche, 2018). Ces mêmes auteurs notent qu' en général, il existe deux types d'amendements chimiques :(i) Les sources solubles de calcium comme le Gypse ($\text{CaSO}_4 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$), le chlorure de calcium (CaCl_2) et le phosphogypse (un sous-produit de la synthèse du phosphate de calcium fluoré et de l'acide sulfurique) et (ii) les acides ou formateurs d'acides tels que le Soufre élémentaire, l'acide sulfurique, les sulfates de fer et aluminium, les pyrites et le soufre de chaux. Diop *et al.*, (2019) ont montré dans leurs travaux que le phosphogypse grâce à son apport en calcium permet de lutter contre les effets néfastes du sodium sur la structure du sol. En effet, le calcium se fixe aux colloïdes du sol entraînant l'évacuation du sodium (Na) progressivement du sol vers la solution. En outre, ils ont également montré que la combinaison phosphogypse et fumier est plus efficace que le phosphogypse utilisé seul pour restaurer les sols dégradés par le sel.

Par ailleurs, Bensidhoum et Nabti, (2019) notent que l'utilisation d'amendements chimiques sur l'environnement affectent les microorganismes bénéfiques rendant les plantes plus sensibles aux maladies, en plus de ces effets néfastes sur le réchauffement climatique et la santé de la population (Hoher *et al.*, 2009). Toutefois, ils soutiennent que l'utilisation des plantes naturellement tolérantes ou génétiquement modifiées pourrait contribuer à atténuer les effets néfastes du stress salin. De ce fait, l'introduction d'espèces végétales de haute valeur socio-économiques tolérantes à la salinité constitue une des approches pour réhabiliter les sols salins (Karoune *et al.*, 2017)

I.4.3.Méthodes biologiques

Elle est une stratégie alternative recommandée pour la valorisation des sols touchés par le phénomène de salinisation et consiste en l'introduction d'espèces végétales tolérantes à la salinité (halophytes) (Chérifi *et al.*, 2017). Cette approche permet d'améliorer le couvert végétal et de résoudre les problèmes de régénération de certaines espèces forestières en zone aride et semi-aride. Au Sénégal, plusieurs tentatives de restauration des terres ont été menées et orientées vers les méthodes biologiques (plantation de Keur Mactar ; plantation du PRECOBRA (1981-1997)) (Faye *et al.*, 2019a). Cette méthode biologique consiste à introduire des espèces exotiques halotolérantes en vue de restaurer et de valoriser les terres dégradées par la salinité (Faye *et al.*, 2019b). A titre d'exemple, les arbres actinorhiziens de la famille des *Casuarinaceae* sont très utilisés pour la réhabilitation des sols dégradés (Dia et Duponnois, 2012), de même que beaucoup d'espèces du genre *Atriplex* (Faye *et al.*, 2015), *Acacia* (Chérifi *et al.*, 2017) et *Tamarix* (Faye *et al.*, 2019a).

I.5.Les mécanismes de tolérance des végétaux au stress salin

La salinité est l'un des stress abiotiques les plus courants affectant la physiologie végétale (Fageria *et al.*, 2012). En effet, elle engendre la réduction du potentiel hydrique à cause de la forte concentration de sels solubles dans le sol (Hamdoud, 2012). Ce qui crée une pression osmotique élevée dans l'environnement racinaire et réduit la disponibilité de l'eau pour la plante (Hamdoud, 2012). Cela entraîne un déséquilibre ionique qui conduit à un stress osmotique et nutritionnel et par conséquent à la limitation du développement de la plante (Souguir *et al.*, 2013). A cet effet, les plantes développent des mécanismes de défense tel que l'ajustement osmotique qui joue un rôle primordial dans la résistance ou la tolérance de la plante à un stress (Bouassaba et Chougui, 2018). Pour cela trois mécanismes d'adaptation sont mis en place et sont : l'exclusion des ions toxiques Na^+ et Cl^- ; la compartimentation

vacuolaire des ions toxiques absorbés ; la production d'osmolytes pour maintenir leur croissance (Hanana *et al.*, 2011) .

I.5.1.Exclusion

Cette stratégie permet aux plantes de survivre en condition de stress salin et consiste à exclure le sodium du cytoplasme vers l'extérieur de la cellule (Chen *et al.*, 2018). Elle commence avec la sélectivité de la membrane racinaire, ce qui peut résulter d'une réduction de la perméabilité passive, de la présence de transporteurs sélectifs et d'un transport vers le milieu extérieur des ions déjà absorbés (Hanana *et al.*, 2011).

Ainsi l'exclusion du sodium est réalisée par l'action combinée d'une série de protéine de type SOS (Salt overly sensitive) (Zhu ,2003). Il s'agit notamment de la protéine SOS3 à haute affinité pour le Ca^{2+} , de la protéine kinase SOS2 qui peut être activée par le SOS3 et de la protéine SOS1 qui est un antiport Na^+/H^+ situé sur la membrane plasmique (Chen *et al.*, 2018). Les protéines SOS2 et SOS3 interagissent et forment le complexe SOS3/SOS2 qui a pour cible la protéine SOS1 responsable de l'exclusion des ions Na^+ à l'extérieur du cytosol (Shi *et al.*, 2000). Le processus par lequel SOS1 exclu les ions Na^+ des cellules végétales est un mécanisme actif nécessitant de l'énergie (Hanana *et al.*, 2011). A cet effet, les pompes à Na^+ situées sur la membrane plasmique convertissent l'énergie chimique dérivée de l'hydrolyse de l'ATP en pH. Sous l'effet du stress salin, l'activité de la protéine SOS1 et de la pompe H^+ -ATPase dans les racines augmente et entraine l'exclusion du Na^+ soit hors de la cellule, soit dans le xylème. Il est ensuite transféré sur les pousses qui peuvent par conséquent maintenir une faible concentration de Na^+ dans les flux cytoplasmiques et dans le flux de transpiration (Chen *et al.*, 2018). De l'autre côté le complexe SOS3/SOS2 peut aussi inhiber le transporteur AtHKT1(Uozumi *et al.*, 2000) impliqué dans la reconduction du Na^+ des feuilles vers les racines via le phloème (Hauser et Horie, 2010) afin de réduire l'accumulation du sodium au niveau de la partie aérienne de la plante.

I.5.2.Inclusion ou Compartimentation

En cas de forte teneur en sel, les mécanismes d'exclusion du Na^+ ne sont pas suffisants pour maintenir un faible niveau intracellulaire de Na^+ d'où leur accumulation dans les tissus végétaux (Kosová *et al.*, 2013). De ce fait, la compartimentation est une autre stratégie utilisée par les plantes pour faire face à la salinité (Souguir *et al.*, 2013). Elle consiste à évacuer du cytoplasme les ions Na^+ en excès vers la vacuole afin de mettre à l'abri les organites cellulaire et la machinerie métabolique tout en favorisant l'ajustement osmotique.

Elle permet aussi de maintenir les activités enzymatiques et assurer les synthèses protéiques (Radhouane, 2013). Ainsi, les canaux HKTs (High-affinity K⁺Transport) initialement dévolus au transport du K⁺ dans les cellules assurent le transport des ions Na⁺ de l'apoplasme à la vacuole (Ben Nja, 2014). Au niveau du tonoplaste se trouve l'antiport Na⁺/H⁺ (AtNHX1) qui permet l'accumulation des Na⁺ dans la vacuole (Plett & Møller, 2010). Le mécanisme de compartimentation vacuolaire du sodium est assuré par l'action de l'antiport vacuolaire sodium/proton (Na⁺/H⁺) dont l'énergie est fournie par les pompes à protons ATPases (H⁺-adénosine triphosphates) et PPases (H⁺-pyrophosphates) vacuolaires (Hanana *et al.*, 2011). Ils sont présents plus particulièrement au niveau des cellules racinaires, mais également au niveau des tissus foliaires (Hanana *et al.*, 2009). Une fois les ions Na⁺ incorporés, la cellule va soit les compartimenter dans la vacuole, soit les exporter dans le milieu extérieur. Le stockage vacuolaire du Na⁺ se fait contre un gradient de concentration et utilise soit l'ATPase à H⁺ vacuolaire, soit la PPase à H⁺, couplées à un antiport H⁺/Na⁺ (Plett et Møller, 2010).

1.5.3. Production d'osmolytes

L'augmentation du sel dans le sol induit pour la plante un stress hydrique qui a essentiellement pour conséquence une diminution de la croissance ainsi qu'une réduction de l'activité photosynthétique, affectant les rendements et provoquant la mort de la plante si le stress perdure (Toumi *et al.*, 2014). A cet effet, les plantes mettent en place des mécanismes d'adaptation parmi lesquels l'ajustement osmotique pour faire face à l'augmentation des teneurs en sel dans le sol (Bouassaba et Chougui, 2018).

Le mécanisme de l'ajustement osmotique se traduit par une accumulation d'osmolytes compatibles de nature hydrophiliques, peu chargés, polaires et solubles dans le cytoplasme et les organites tels que : le K⁺, les monosaccharides comme le fructose et le glucose, les alcools comme le glycérol, et les dérivés d'acides aminés quaternaires comme la proline, et la glycine-bétaïne (Dubey et Verma, 2019). Ces osmolytes permettent de maintenir la turgescence des cellules qui est un moyen efficace pour lutter contre les effets néfastes du stress hydrique (Toumi *et al.*, 2014). En plus du rôle de régulateurs, les osmolytes jouent aussi le rôle de protecteurs contre l'action des radicaux oxygénés (l'oxygène singulet (1O₂), le radical hydroxyle (OH), le radical superoxyde (O₂) et le peroxyde d'oxygène (H₂O₂)). En effet, ces derniers sont responsables de l'altération du métabolisme des mitochondries et des chloroplastes entraînant le stress oxydatif qui a un effet négatif sur les acides nucléiques, les protéines et les lipides membranaires (Dubey et Verma, 2019).

II. Les espèces actinorhiziennes de la famille des *Casuarinaceae*

II.1. Généralités

Les plantes capables de développer une interaction symbiotique avec l'actinobactérie fixatrice d'azote *Frankia* sont appelées plantes actinorhiziennes (Wall, 2000).

Ce sont un groupe de plantes vivaces angiospermes, dicotylédones et comptent environ 200 espèces (Ribeiro-Barros *et al.*, 2019) réparties en 25 genres et 8 familles d'angiospermes. Ces familles sont les : *Betulaceae*, *Casuarinaceae*, *Coriariaceae*, *Elaeagnaceae*, *Myricaceae*, *Rhamnaceae*, *Rosaceae*, *Datiscaceae* (Wall, 2000). Ces plantes sont capables de vivre dans des conditions défavorables ce qui explique leur utilisation dans la réhabilitation des sols dégradés et au niveau des zones côtières (Martínez *et al.*, 2013). Cela est dû à leur capacité à s'associer avec des bactéries fixatrices d'azote du genre *Frankia* mais aussi avec les champignons mycorhiziens. Ces microorganismes jouent un rôle important dans la fixation de l'azote atmosphérique mais aussi dans l'assimilation du phosphore et la protection de leur racine contre certains pathogènes (Duponnois *et al.*, 2013). Ainsi leur association avec les *Casuarinaceae* permet d'améliorer leur nutrition hydrominérale et leurs permettent de faire face à de grandes variétés de stress environnementaux (Diagne *et al.*, 2013b). Elle constituent après les légumineuses le deuxième groupe de plantes capables de fixer biologiquement l'azote atmosphérique (Belanger, 2009) et présentent un taux de fixation de diazote compris entre 240-300 kg/ha/an égal à celui des Légumineuses (Wall, 2000).

II.2. Présentation des *Casuarinaceae*

II.2.1. Description botanique des *Casuarinaceae*

Selon Diouf *et al.*, (2008) la famille des *Casuarinaceae* est l'unique famille parmi les angiospermes assignée à un seul ordre qui lui est propre : les *Casuarinales*. Ces mêmes auteurs ont noté que les espèces étaient regroupées dans un seul genre *Casuarina*, mais à cause de leurs différences, la famille des *Casuarinaceae* a été subdivisée en quatre genres : *Allocasuarina*, *Casuarina*, *Ceuthostoma* et *Gymnostoma*. Ils constituent un groupe d'environ 96 espèces d'arbres et d'arbustes. Le genre *Allocasuarina* est le plus dominant avec 60 espèces, 18 espèces pour le genre *Gymnostoma*, 17 espèces pour le genre *Casuarina* et 2 espèces uniquement pour les *Ceuthostoma* (Ganguli et Kennedy, 2013).

Cependant, les espèces de la famille des *Casuarinaceae* sont les plus utilisées du fait qu'elles sont des plantes pionnières colonisant des sols pauvres (Hochoer *et al.*, 2009). Le nom *Casuarina* dérive du mot malais "Kasuari" qui fait référence à la similitude entre le feuillage retombant de l'arbre et les plumes de l'oiseau Cassowary (Varma, 2008).

Les membres de cette famille sont des arbres et arbustes aux formes élancées, vertes, filiformes et articulées des succursales aux racines généralement munies de nodules contenant de l'azote du sol fixé par les bactéries filamenteuses du genre *Frankia* (Takhtajan, 2009). Leurs feuillages appelées cladodes ou cladophyles ne sont pas de vraies feuilles mais fonctionnent comme les feuilles vertes (Varma, 2008) et sont réduites à des écailles verticillées, cornées, avec des stomates généralement tétracytaires, parfois pentaocytaires hexacytiques (Takhtajan, 2009) qui leur permettent de réduire les pertes en eau afin de survivre dans les climats chauds et secs (Hochoer *et al.*, 2009). Notre étude porte sur deux espèces *Casuarina equisetifolia* L., 1759 et *Casuarina glauca* Sieber ex Spreng., 1826, donc une présentation plus détaillée se fera sur ces deux espèces.

➤ ***Casuarina equisetifolia* L., 1759**

Son nom vient du latin *equisetum*, qui vient lui-même de *equus* (cheval) et *seta* (poil, crin) du fait de leur feuillage qui ressemble à une queue de cheval, *Casuarina equisetifolia* L. est un arbre à port élancé de type pleureur qui peut atteindre 30m de haut avec une écorce grise et fissurée qui se desquame en longue bande longitudinale (Sylla, 2008). Ces feuilles sont de petites écailles triangulaires aiguës longues de 1mm et disposées en verticilles de 8 à 10 dents distants de 6 à 8mm sur les jeunes rameaux (Diop, 2000). Les inflorescences mâles sont en forme d'épis et sont courtes à allonger tandis que celles femelles sont de tête globulaires à ovoïdes. Les fleurs sont petites, discrètes, unisexuées, monoïques ou rarement dioïques, apocarpes et anémophiles (Takhtajan, 2009). Le fruit est un petit cône ovoïde long de 10 à 20 mm, large de 10 à 15mm formé de loges en rangées verticales qui s'ouvrent aussi verticalement pour libérer les petites graines ailées.

➤ ***Casuarina glauca* Sieber ex Spreng., 1826**

Le nom de l'espèce dérive du grec « glaukos » un terme descriptif du bleu-vert (glauque) feuille, et le nom commun « she-oak » se rapporte à la structure du bois comparable mais moins forte que le chêne (WAC, 2002) d'où leur appellation chêne des marais ou chêne de rivière (Zhong *et al.*, 2013). C'est un arbre de taille moyenne de 8 à 20 m de haut, souvent à tige étayée et cannelée avec une écorce dure, grise ou gris-brune finement fissurée et écailleuse à aspect tessellée. Leurs feuilles sont longues de 8 à 20 mm et 0,9 à 1,2 mm de

diamètre et disposées en verticilles de 12 à 17 rarement 20 dents, dressées de 0,6 à 0,9 mm de long sur des rameaux étalés ou pendants atteignant 38 cm de long. Les inflorescences males forment des grappes de pollen le long de l'extrémité de certains rameaux disposées en verticilles de 7 à 10 par cm tandis que les inflorescences femelles sont des « cônes » arrondies sur des têtes pédonculées, poilues quand elles sont jeunes, rougeâtres à blanc-pubescents devenant glabre avec des stigmates rouges foncés. Les fleurs sont dioïques et pollinisées par le vent mais une pollinisation par les insectes peut également se produire (WAC, 2005). Les cônes matures sont subgloboïdes souvent cylindriques avec des bractéoles largement aigu qui s'ouvrent pour libérer un nucule pale et ailé de 3,5 à 5 mm de long (WAC, 2005) .

II.2.2.Aire de distribution

Les plantes actinorhiziennes à l'exception des membres de la famille des *Discariaceae*, sont des arbres et des arbustes que l'on trouve sur tous les continents et sous tous les climats, à l'exception de l'Antarctique (BENABDOUN *et al.*, 2012), qu'elles soient introduites, indigènes ou naturalisées. En Afrique neuf genres (*Alnus*, *Allocasuarina*, *Casuarina*, *Coriaria*, *Elaeagnus*, *Morella*, *Ceanothus*, *Colletia* et *Gymnostoma*) de six familles (*Betulaceae*, *Casuarinaceae*, *Coriariaceae*, *Elaeagnaceae*, *Myricaceae*, et *Rhamnaceae*) et 42 arbres et arbustes actinorhiziens dont 36 espèces, 3 sous-espèces et 3 variétés ont été recensées (Ribeiro-Barros *et al.*, 2019); sur les 42 taxons, plus de la moitié, soit 26 sont indigènes (la plupart appartenant à la famille des (*Myricaceae*) et 16 introduits.

Les membres de la familles des *Casuarinaceae* communément appelées pin d'Australie ont leur aire de répartition limitée à l'Australie (avec *Allocasuarina* et *Casuarina* les plus dominantes), bien qu'ils étaient la première fois plus largement distribués dans les pays d'Asie du Sud-Est et les îles du Pacifique (Ganguli et Kennedy, 2013). En Afrique, neuf espèces de la famille des *Casuarinaceae* venue d'Australie appartenant à trois des quatre genres familiaux (*Allocasuarina littoralis*, *Allocasuarina Torulosa*, *Allocasuarina verticillata*, *Casuarina cunninghamiana*, *Casuarina equisetifolia*, *Casuarina glauca*, *Casuarina junghuhniana*, *Casuarina obesa* et *Gymnostoma deplancheanum*) ont été introduites. Parmi eux, *C. equisetifolia* est présent dans plus de 30 pays, *C. cunninghamiana* et *C. glauca* dans plus de 10 pays (Ribeiro-Barros *et al.*, 2019).

II.2.3. Usage des *Casuarinaceae*

Les plantes actinorhiziennes de la famille des *Casuarinaceae* sont des plantes multifonctionnelles du fait de leur grande variabilité d'application (Ribeiro-Barros *et al.*, 2019). En effet, ces plantes sont capables de pousser dans des sols pauvres en nutriments, principalement en raison de leur capacité à fixer l'azote atmosphérique (N₂) dans les nodules de la racine grâce à une symbiose avec l'actinomycète *Frankia*. Elles ont aussi la capacité à développer des mycorhizes en s'associant avec les champignons mycorhiziens à arbuscules (CMA), ou avec les champignons ectomycorhiziens (CEM) ou les deux à la fois (Martínez *et al.*, 2013) afin de leur permettre d'assurer une meilleure assimilation du phosphore et la protection de leur racine contre certains pathogènes (BENABDOUN *et al.*, 2012). A cet effet, du point de vue écologique et environnemental, leur relation symbiotique avec les microorganismes leur permet d'être utilisées à de nombreux fins notamment dans la réhabilitation et l'amélioration de la fertilité des sols dégradés (Ribeiro-Barros *et al.*, 2019) ce qui favorise la croissance ultérieure d'espèces végétales plus exigeantes (Zhong *et al.*, 2013). Elles ont été utilisées pour la protection des sols contre l'érosion en modifiant les caractéristiques du sol, en particulier dans les dunes côtières (Martínez *et al.*, 2013). Au Sénégal par exemple, les plantations de *Casuarina* notamment celle de *C. equisetifolia* ont été faites pour la stabilisation des dunes côtières et la protection des cuvettes maraichères dans la zone des Niayes (Dia et Duponnois, 2012). Ces plantations sont aussi utilisées pour l'amélioration des sols en agriculture par l'utilisation de sa litière foliaire comme biofertilisant (Diagne *et al.*, 2013b). En plus de leur rôle environnemental et écologique, les arbres actinorhiziens constituent une source potentielle utilisées un peu partout dans le monde pour : la production de bois et de combustible (Diagne *et al.*, 2013b), le traitement de certaines maladies dans la médecine traditionnelle, la fabrication de médicament en phytopharmacologie, la production de matériaux d'étanchéité, etc. (Ribeiro-Barros *et al.*, 2019)

II.2.4. La tolérance au stress salin chez la famille des *Casuarinaceae*

Selon Diagne *et al.*, (2018) les espèces de la famille des *Casuarinaceae* largement plantées sous les tropiques sont des plantes qui ont l'aptitude à se développer dans des environnements à fortes contraintes abiotiques. Elles ont une croissance rapide et s'adaptent à de forts teneurs en sel et à la sécheresse (Diagne *et al.*, 2013b) raison pour laquelle elles sont classées parmi les espèces tolérantes au sel recommandées dans les programmes de réhabilitation des sols dégradés par le sel (Sayed, 2011). Cependant, il existe une grande variabilité de réponses

entre les espèces. En effet, Djighaly, (2018) a montré que des espèces de *Casuarina* tels que *C. equisetifolia*, *C. glauca*, *C. obesa* et *C. cunninghamiana* présentaient des réponses différentes à la salinité. Il a aussi montré *C. obesa* étaient plus tolérantes à la salinité que les autres. Elles tolèrent des concentrations allant de 0 à 600 mM et peuvent atteindre leur optimum de croissance à 200 mM de NaCl. Ngom, (2017) a aussi montré que des plantes de *Casuarina obesa* avec comme substrat de culture du sol amendé avec du compost de filao en présence de fortes concentrations de sel (300 mM) avait une meilleur croissance que les témoins. Duro *et al.*, (2016) notent aussi que *C. glauca* peut tolérer des quantités importantes de NaCl indépendamment de sa relation symbiotique avec l'actinomycète *Frankia*. Toutefois il a été démontré dans plusieurs travaux tels que ceux de Ngom *et al.*, (2016), Djighaly *et al.*, (2018), Diagne, 2016, Zhong *et al.*, 2018 que les relations *Casuarina* et symbiontes bactériennes (*Frankia*) et/ou fongiques (CMA) pouvaient mieux améliorer leur croissance et leur tolérance en condition de stress salin.

III. Généralités sur les microorganismes symbiotiques

La symbiose est une association avec des échanges à bénéfice réciproque s'établissant entre deux ou plusieurs espèces différentes (SELAMI, 2017). Son nom dérive du grec « sym » (avec) et « biose » (vie) d'où sa définition générale très large « vie avec » ou « vie en commun » (Lefevre 2000). Les bénéfices sont liés à la mise en disposition, au partage et à l'exploitation des ressources (minéraux ,eau) entre les deux partenaires (Lefevre *et al.*, 2010). Ainsi, ces associations de types mutualistes chez les végétaux s'observent au niveau de leurs racines et impliquent les microorganismes telluriques tels que les champignons mycorhiziens et les bactéries fixatrices d'azotes (Duponnois *et al.*, 2013) ; qui leur permettent d'améliorer leur croissance et de tolérer certaines contraintes biotique ou abiotiques.

III.1. La symbiose mycorhizienne à arbuscules

L'association entre les champignons du sol et les racines des végétaux supérieurs aboutit à une symbiose communément appelée symbiose mycorhizienne dont l'organe nouvellement formé est appelé mycorhize (Bâ *et al.*, 2011). Ce terme mycorhize dérive du grec « mukes » (champignon) et « rhize » (racine) (Varma, 2008). Dans ce type d'association les échanges sont de types bidirectionnels, le champignon mycorhizien étant un hétérotrophe spécialisé dans l'absorption des minéraux et de l'eau à partir du substrat du sol (Dalpé, 2001) fournit à la plante les nutriments (eau, minéraux) dont elle a besoin pour son bon développement et en

contrepartie la plante leur procure les composés carbonés provenant de la photosynthèse (Dalpé, 2005). Ces substrats carbonés sont indispensables à leur métabolisme, leur cycle de développement et à leur fructification. Ainsi, les mycorhizes constituent des partenaires essentiels dans la relation sol – plante – microorganisme du fait que certaines espèces végétales ne peuvent croître normalement sans leur symbiote fongique dont elles sont fortement dépendantes et avec lequel elles co-évoluent (Lachance, 2012). Par ailleurs, ces champignons peuvent mener une vie libre en tant que saprophytes mais ne peuvent boucler leur cycle qu'en présence de la plante hôte (Duponnois *et al.*, 2010).

Les champignons mycorhiziens appartiennent au phylum des Glomeromycota, des Ascomycota, des Basidiomycota et des Zygomycota (Tedersoo *et al.*, 2010) et s'associent aux Gymnospermes surtout les Angiospermes mais aussi aux Bryophytes, Pteridophytes, Ericacée, Orchidoidées et Monotropacées (Bâ *et al.*, 2011). Ainsi, selon l'écologie, la physiologie, la morphologie de la structure formée, l'espèce végétale et fongique, on distingue différents types de mycorhizes (Delian *et al.*, 2011) :

➤ **Les ectomycorhizes**

Elles se rencontrent chez les gymnospermes surtout les angiospermes représentés majoritairement par les arbres mais on les retrouve également chez certains arbustes, lianes ou herbacées et implique les champignons appartenant principalement aux Basidiomycètes ou aux Ascomycètes (Bâ *et al.*, 2011). Dans ce type de symbiose, les champignons ne pénètrent pas à l'intérieur des cellules. Les interactions sont superficielles et forment un manteau fongique à l'extérieur des racines, ou ils développent à l'intérieur des racines et forment un réseau d'hyphes encore appelé réseau de Hartig entre les cellules corticales (Bâ *et al.*, 2011). Certains de ces champignons sont cultivables en l'absence de leur plante hôte (Duponnois *et al.*, 2010).

➤ **Les ectendomycorhizes (ECM)**

Elles se rencontrent chez les *Arbutaceae*, les *Monotropaceae* et sont formées par des Basidiomycètes. Les ectendomycorhizes se caractérisent à la fois par la présence du manteau mycélien et le développement d'hyphes inter et intracellulaires (SELAMI, 2017).

➤ **Les endomycorhizes**

Ils regroupent les mycorhizes à vésicules et à arbuscules ou mycorhizes à arbuscules (MA), éricoïdes et orchidoïdes et sont caractérisés par une pénétration des hyphes à l'intérieur des cellules corticales des racines entraînant la formation de structures spécialisées dans les échanges entre les deux partenaires. Les mycorhizes éricoïdes et orchidoïdes sont formés respectivement par les Ascomycètes et les Basidiomycètes et se caractérisent par la ramification des hyphes qui forment des peletons à l'intérieur des cellules du parenchyme cortical (Duponnois *et al.*, 2013). Pour les MA une présentation plus détaillée se fera vue qu'ils ont fait l'objet de notre étude.

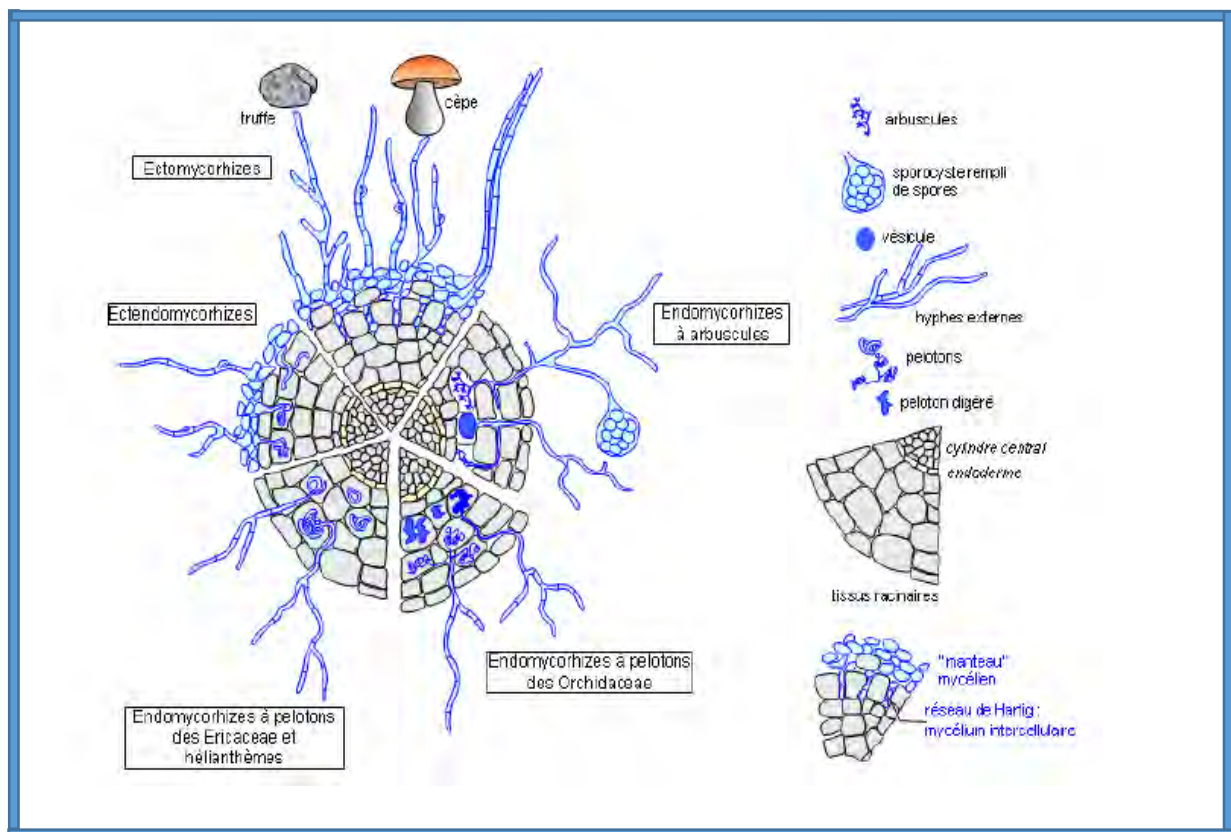


Figure 1: Principaux types de mycorhizes représentés sur une coupe transversale de racine (Walker *et al.*, 2010)

✓ La symbiose mycorhizienne à arbuscule

La symbiose mycorhizienne à arbuscule est la symbiose mycorhizienne la plus répandue et la plus ancienne datant du Dévonien (Varma, 2008). Elle est établie avec 80 à 90% des plantes dans divers écosystèmes naturels, agricoles et forestiers (Pongrac *et al.*, 2007).

Ce type d'association est observé chez des plantes appartenant aux angiospermes, aux ptéridophytes, certains gymnospermes et même les gaméphytes de certaines plantes inférieures (mousses, Lycopodes) (Brundrett, 2009) impliquant les champignons filamenteux coenocytiques (Dalpé, 2005) du groupe monophylétique des Glomeromycota (Stürmer, 2012). Toutefois, elle ne présente pas une spécificité d'hôte nette (Selosse *et al.*, 2006) car une espèce de CMA est capable de s'associer à une grande variété de plantes n'appartenant pas au même taxon, de la même manière qu'une plante peut être mycorhizée par différentes espèces de CMA n'appartenant pas obligatoirement au même genre (SELAMI, 2017).

Les champignons mycorhiziens arbusculaires (CMA) sont des symbiotes obligatoires non cultivables du fait qu'ils ne peuvent boucler leur cycle de vie qu'en présence de leur plante hôte (Duponnois *et al.*, 2010). Ils se développent à la fois dans les tissus racinaires de l'hôte et dans le sol. Leur mycélium extra-racinaire assure le transport des éléments minéraux notamment le phosphore, l'azote et l'eau disponible dans les sols (Dalpé, 2005).

A la différence des ectomycorhizes les CMA se développent à l'intérieur des cellules corticales des racines induisant la formation de nouvelles structures intracellulaires dénommées arbuscules qui sont le lieu d'échange de nutriments entre les deux symbiotes. Ainsi l'établissement de la symbiose se déroule en trois (Voir figure 2) :

- i. la phase a-symbiotique qui correspond à la germination du champignon et la formation de quelques ramifications sans l'aide ou la présence du partenaire végétal ;
- ii. la phase pré-symbiotique correspondant aux échanges de signaux diffusibles entre les deux partenaires sans contact direct. La plante secrète des exsudats perçus par le champignon, induisant sa ramification et son activité métabolique ; en retour le champignon produit lui aussi des signaux perçus par les cellules racinaires, induisant des variations de teneurs en calcium dans le cytoplasme et les noyaux, ainsi que l'activation de gènes végétaux ;
- iii. la phase symbiotique correspond à la symbiose proprement dite. On assiste à la formation d'un hyphopode qui dérive du champignon à la surface de l'épiderme de la plante. Cette dernière à son tour met en place un appareil de pré-pénétration (PPA)

pour guider le développement du champignon à travers les différentes couches de cellules jusqu'aux cellules corticales internes où sont mis en place les arbuscules : le lieu des échanges entre les deux symbiotes. Ensuite, le champignon peut finir son cycle de développement et former une nouvelle génération de spores.

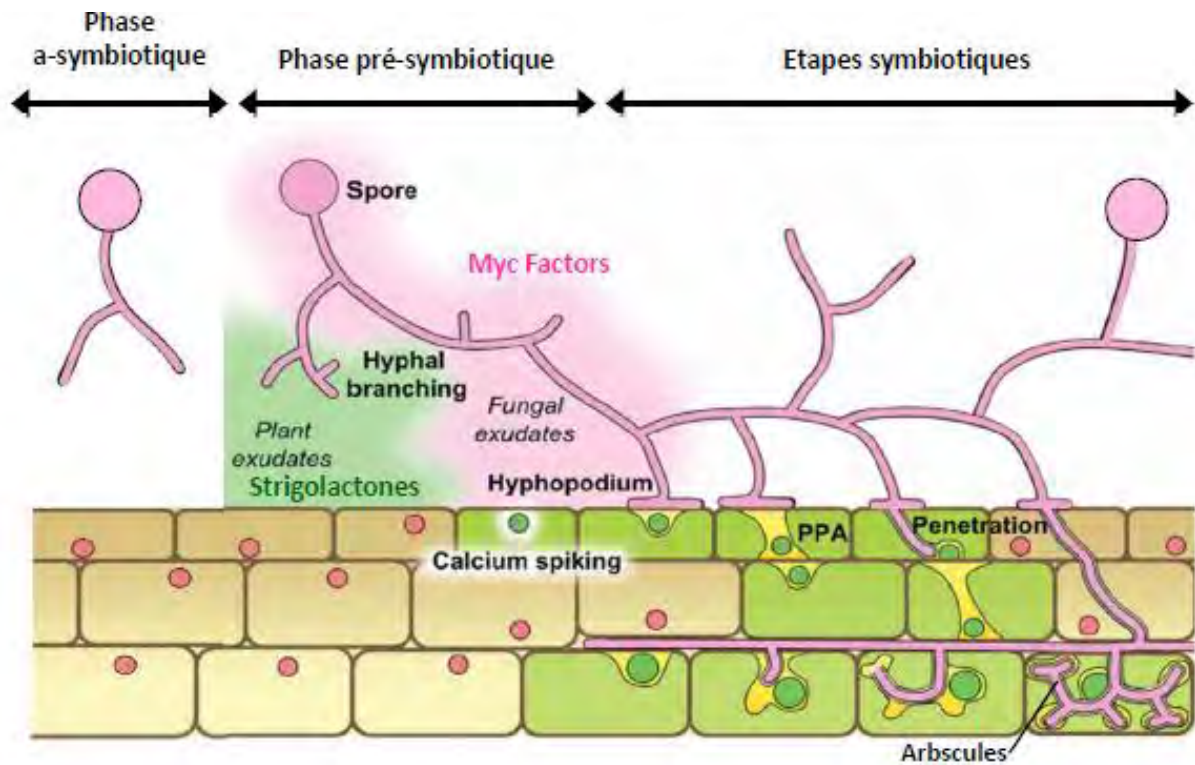


Figure 2: Schéma des différents étapes de colonisation des champignons MA (adapté d'après Bonfante et Genre, 2010)

III.1.1. Les champignons mycorhiziens à arbuscules et la tolérance au stress salin

Ces microorganismes symbiotiques jouent un rôle essentiel dans le développement et la croissance des plantes. En effet, la mycorhisation contribue à l'amélioration de la nutrition hydrominérale de la plante grâce à l'extension de leurs hyphes qui leur permet de prélever les éléments nutritifs au-delà de la zone d'extension racinaire et de l'échanger avec la plante par l'intermédiaire des arbuscules (Dalpé, 2005). Outre son effet nutritionnel, les CMA confèrent aux plantes une meilleure tolérance à la salinité en prévenant le stress osmotique et la toxicité ionique (Evelin et al., 2009). Ce faisant, ils améliorent l'acquisition de nutriments, l'équilibre ionique, l'absorption d'eau et l'osmorégulation et préviennent les dommages ultrastructuraux chez les plantes soumises à un stress salin (Evelin et al., 2013). Santander *et al.*, (2019) dans leur étude ont montré qu'en condition de stress salin la croissance, la production de biomasse, la synthèse de la proline, l'augmentation de l'absorption de N, et les changements notables dans

les relations ioniques, basés sur une diminution du Na⁺ des plantes de lettuce (*Lactuca sativa* var. longifolia) inoculées avec les CMA étaient plus importants que ceux des plantes non inoculées. Par contre, ces mêmes auteurs ont noté que la réponse des deux souches de CMA utilisées était différente. Les travaux de Faye *et al.*, (2014) ont aussi montré que des plantes d'*Atriplex lentiformis* (Torr.) S. en association avec *Rhizophages irregularis* se développaient mieux en milieu salin, en plus la mycorhization a permis de réduire les chutes foliaires et d'augmenter l'absorption d'eau. Les CMA atténuent aussi les effets négatifs de la salinité sur la croissance des plantes et l'absorption des nutriments en réduisant les dommages oxydatifs par le renforcement du système antioxydant (Hashem *et al.*, 2015). Les activités des enzymes antioxydantes telles que le superoxyde dismutase (SOD), la catalase (CAT), la peroxydase (POD), la glutathion réductase (GR) et les solutés compatibles sont augmentées par le stress salin et renforcées par l'inoculation de CMA.

III.2. Les symbioses fixatrices d'azotes

L'azote, quatrième élément constitutif de la biosphère est l'un des premiers facteurs indispensable au développement de la vie (Galloway *et al.*, 2003) en raison de sa présence dans la composition des enzymes, des protéines et de l'ADN. Cependant, la majeure partie de cet élément est sous forme de diazote atmosphérique (N₂), mais n'est pas directement assimilable par la majorité des êtres vivants (Schneider et Huyghe, 2015). Les processus naturels majeurs capables de fournir de l'azote biodisponibles sont la foudre et la fixation biologique dans les écosystèmes terrestres et aquatiques (Fowler *et al.*, 2013). Cette fixation biologique de l'azote est le processus fondamental qui permet de convertir l'azote gazeux (N₂) présent dans l'atmosphère en azote minéral intermédiaire (azote ammoniacal, NH₃) assimilable par les organismes vivants (Schneider et Huyghe, 2015). Ainsi, certaines bactéries libres dans le sol sont capables de fixer l'azote. Il s'agit principalement des bactéries aérobies *Azotobacter*, *Azomonas*, des bactéries anaérobies *Clostridium*, *Citrobacter*..., et les bactéries qui vivent en symbiose avec des plantes. Parmi ces dernières on peut citer : les *Rhizobia* avec comme plante hôte les légumineuses (Peix *et al.*, 2015), les actinobactéries du genre *Frankia* s'associant avec les plantes actinorhiziennes (Hoher *et al.*, 2018) et les cyanobactéries en association avec des plantes terrestres telles que les Bryophytes, les Ptéridophytes, Gymnospermes et Angiospermes (Santi *et al.*, 2013).

III.2.1. La symbiose *Rhizobium*-légumineuse

C'est une association entre les plantes légumineuses de la famille des *Fabaceae* et les bactéries diazotrophiques gram négatif de la famille des *Rhizobiaceae* (Peix *et al.*, 2015). La symbiose *Rhizobium*-légumineuse aboutit à la formation d'un nouveau organe appelé **nodule** sur les racines ou les tiges des plantes où les bactéries se transforment en « bactéroïdes » (Schneider et Huyghe, 2015). Ces derniers sont de plus grande taille et sont le siège de l'activité symbiotique dans laquelle la plante fournit les sucres et l'énergie issus de la **photosynthèse**, et bénéficie en retour des nutriments qui y sont produits (SELAMI, 2017). Dans l'interaction entre la plante hôte et les *Rhizobia*, des composés phénoliques (Flavonoïdes, chémoattracteurs) sont exsudés par la plante hôte entraînent chez la bactérie la production de lipo-oligosaccharides spécifiques dénommés les facteurs nod ((Mulder *et al.*, (2005); Rodríguez-Navarro *et al.*, 2007). Ce sont des signaux moléculaires qui déclenchent la division des cellules corticales de la racine conduisant à la formation d'un nouvel organe différencié chez la plante, le nodule ou nodosité (SELAMI, 2017). Le processus de fixation d'azote se fait *via* une enzyme appelée nitrogénase pouvant être inactivée de façon irréversible si elle entre en contact avec de l'oxygène.

III.2.2. La symbiose actinorhizienne

Elle est issue de l'association entre les plantes actinorhiziennes et la bactérie fixatrice du sol du genre *Frankia* (Hoher *et al.*, 2018).

➤ Le partenaire végétal

Les plantes capables de développer une interaction symbiotique avec l'actinobactérie fixatrice d'azote *Frankia* sont appelées plantes actinorhiziennes. Ce sont, à l'exception des membres de la famille des *Discariaceae*, des arbres et des arbustes que l'on trouve sur tous les continents et sous tous les climats, à l'exception de l'Antarctique. On compte environ 200 espèces de plantes actinorhiziennes (Ribeiro-Barros *et al.*, 2019), réparties en 25 genres et 8 familles (*Betulaceae*, *Casuarinaceae*, *Coriariaceae*, *Datiscaceae*, *Elaeagnaceae*, *Myricaceae*, *Rhamnaceae* et *Rosaceae*). Ces plantes sont capables de vivre dans des conditions défavorables ce qui explique leur utilisation dans la réhabilitation des sols dégradés et des côtes (Martínez *et al.*, 2013). Elles constituent après les légumineuses le deuxième groupe de plantes capables de fixer biologiquement l'azote atmosphérique (Belanger, 2009)

➤ **Les bactéries du genre *Frankia***

Frankia est une bactérie filamenteuse, Gram positif, caractérisée par son génome de grande taille qui a un pourcentage important de Guanine et de cytosine (Barka *et al.*, 2015). Il appartient au phylum des *Actinobactéries*, de l'ordre des Frankiales et de la famille des *Frankiaceae*. Il est capable de fixer l'azote atmosphérique (N₂) librement ou en association avec sa plante hôte (Gtari *et al.*, 2018). Le genre *Frankia* est caractérisé morphologiquement par trois types de structures cellulaires différentes que sont les hyphes végétatifs qui sont des filaments septés et ramifiés, les sporanges multiloculaires qui sont des structures intercalaires ou terminales et les vésicules symbiotiques ou diazovésicules (Gtari *et al.*, 2018) qui sous condition de carence azotée et aérobie se différencient et se forment au niveau de la terminaison des hyphes latérales courtes (Barka *et al.*, 2015).

➤ **Mécanismes d'infection**

Chez les plantes actinorhiziennes deux types d'infections sont reconnues que sont l'infection intracellulaire et l'infection extracellulaire (Hochoer *et al.*, 2018). Chez les Casuarina le processus d'infection avec les *Frankia* est de type intracellulaire impliquant la déformation des poils racinaires qui est le premier signe de l'interaction (Zhong *et al.*, 2013). Cette déformation est induite par la sécrétion d'exsudats par l'actinobactérie *Frankia* lors de son contact avec les racines de la plante hôte (Hochoer *et al.*, 2018). S'en suit la pénétration des hyphes dans la zone de déformation d'un poil racinaire induisant leur encapsulation dans une structure équivalente au cordon infectieux des légumineuses (Hochoer *et al.*, 2009). Une structure nommée prénodule est observée suite à des divisions dans le cortex de la racine infectée (Zhong *et al.*, 2013). Après cela, le primordium nodulaire est initié à partir de division observées dans le péricycle de la racine, en face d'un pôle de protoxyleme dans la zone proche du prénodule. Les hyphes vont ensuite progresser du prénodule vers les cellules corticales du lobe nodulaire en formation. Un nodule mature est constitué de plusieurs lobes nodulaires, chacun possédant une vascularisation centrale, et un cortex organisé en plusieurs zones : zone méristématique, zone d'infection, et zone de fixation d'azote. Dans les nodules âgés, une zone de sénescence est observée (SELAMI, 2017). Le nodule formé est appelé nodule actinorhizien ou actinorhize. Il abrite le microorganisme et est le lieu d'échange entre les deux partenaires (Hochoer *et al.*, 2009).

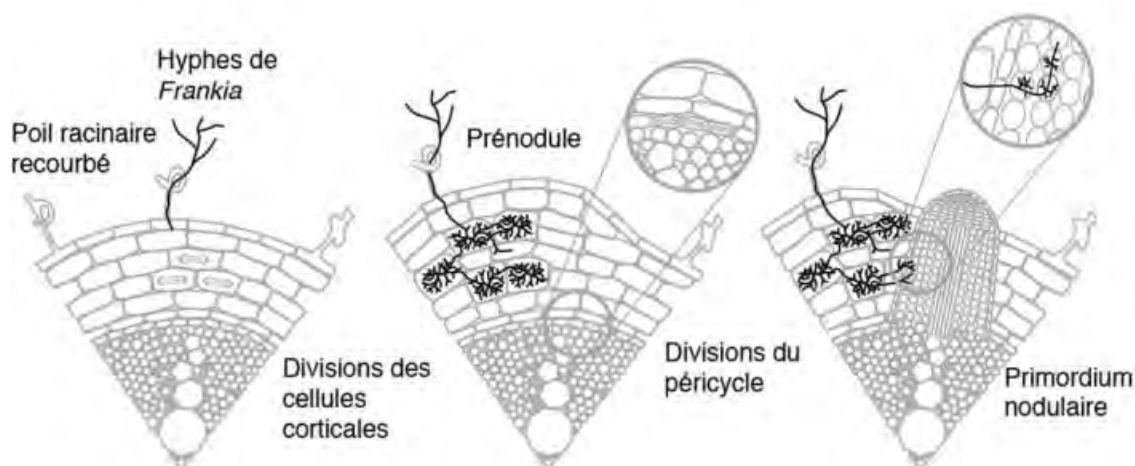


Figure 3: Processus d'infection intracellulaire par *Frankia* du système racinaire chez les *Casuarina* (D'après Perrine-Walker *et al.*, 2011).

III.2.3. Les bactéries fixatrices d'azotes et la tolérance au stress salin

La salinité affecte en plus de la croissance des plantes le fonctionnement des bactéries fixatrices d'azote (la nodulation et la fixation de l'azote) (Philippe (dir.), 2009). Cependant des auteurs tels que Zhong *et al.*, (2018) et Fall *et al.*, (2009) ont démontré dans leurs travaux que les plantes pouvaient tolérer des concentrations élevées de sel lorsqu'elles étaient associées à des bactéries fixatrices d'azote tels que les *Rhizobia* et les *Frankia*. En effet ces mêmes auteurs ont montré que l'inoculation avait des effets positifs sur la croissance des plantes. L'inoculation avec une souche locale de *Rhizobia* (RhM11) à des plantes de haricot (*Phaseolus vulgaris*) affectées par la salinité avait pu améliorer leur croissance (Faghire, 2012). Ce dernier a aussi noté que l'association entre des isolats indigènes des sols naturels et l'inoculation avec des souches de *Rhizobia* (CIAT899 et RhM11) avaient un effet positif sur l'amélioration de la tolérance de la combinaison symbiotique à la contrainte saline.

Les bactéries du genre *Frankia* peuvent eux aussi tolérer des quantités élevées de sel dans la mesure où leur milieu de croissance soit bien alimenté en azote (Srivastava *et al.*, 2012). En effet, en condition de stress salin lorsqu'elles sont en symbiose avec les plantes actinorhiziennes, ces dernières ont une meilleure croissance (Ngom *et al.*, 2016) mais aussi augmente leur taux de réussite (Zhong *et al.*, 2013). Aussi Diagne *et al.*, (2013a) ont noté qu'en condition saline, des broyats de nodules de *Frankia* inoculées à des plantes de *Casuarina equisetifolia* avaient une meilleure croissance que les témoins. Par ailleurs il

existe une variabilité de réponse de ces bactéries par rapport à la salinité. En effet, Oshone *et al.*, (2013) notent que la souche CcI6 de *Frankia sp* est très tolérante au stress salin. De même Ngom, (2016) a démontré dans ses travaux que la souche CeD est plus tolérante que la souche CcI3 à 200 mM de NaCl. Les plantes de *C.glauca* associées à CeD avait la capacité à noduler à 200 mM de NaCl tandis que celles associées à CcI3 ne formait pas de nodules au-delà de 100 mM de NaCl (Ngom, 2016).

III.3.Effets des microorganismes symbiotiques sur la tolérance au sel des Casuarinaceae

La salinité due à une concentration élevée de NaCl est une contrainte abiotique qui cause des perturbation sur le plan morphologique et métabolique des plantes (Petretto *et al.*, 2019). Cette salinité affecte aussi la communauté microbienne et fongique de manière différente (Thiem *et al.*, 2018) et se traduit par la baisse de leurs activités, de leur biomasse (Singh, 2016) mais aussi une baisse de leur capacité à coloniser leurs hôtes (Evelin et Kapoor, 2013). Toutefois, certains microorganismes ont la capacité de tolérer des quantités importantes de sels par l'accumulation d'osmolytes dans leurs cellules (Asghar *et al.*, 2012). Ils peuvent aussi atténuer les effets négatifs de la salinité sur la croissance des plantes et l'absorption des nutriments en réduisant les dommages oxydatifs par le renforcement du système antioxydant de la plante (Hashem *et al.*, 2015). Par ailleurs, les *Casuarinaceae* sont des plantes capables de se développer dans des conditions environnementales extrêmes en raison de leur capacité à interagir avec les microorganismes symbiotiques notamment l'actinomycètes *Frankia* et les champignons mycorhiziens (CMA et/ou ECM) (Diagne *et al.*, 2013b). Des études ont montré qu'en condition saline des plantes de *Casuarina* inoculées avec des CMA et/ou des bactéries fixatrices d'azote du genre *Frankia* avaient une meilleur croissance et des taux de réussite plus importantes (Ebrahim et Saleem, 2017 ; Zhong *et al.*, 2018). L'inoculation avec des CMA en condition de stress salin sur deux espèces de *Casuarina* (*C.equisetifolia* et *C.glauca*) avait amélioré leur tolérance à la salinité qui est le corolaire de leur bon développement. De même des plantes de *C.glauca* inoculées avec *Rizophagus fasciculatus* avaient une meilleure croissance pour des concentrations de sel élevées (300 mM) (Diagne, 2016). Aussi l'inoculation avec des souches de *Frankia* en condition de stress salin sur des espèces de *Casuarina* améliorait efficacement leur survie et leur croissance (Ngom *et al.*, 2016). Diagne, (2016) et Djighaly, (2019) ont aussi montré que la co-inoculation avec des souches de *Frankia* (CeD) et CMA (*R.fasciculatus*) sur deux espèces de *Casuarina*

(*C.equisetifolia* et *C.glauca*) ont amélioré leur croissance et leur taux de réussite.

Selon Zhong *et al.*, (2018) dans les pratiques forestières, la combinaison d'inocula *Frankia* et champignon mycorhizien à arbuscule pourrait être utilisée pour améliorer la croissance des semis d'arbres et la biomasse dans les pépinières. Ils notent aussi que l'amélioration de la réponse de croissance, le pourcentage de survie des plantules et la résistance aux maladies sont accrus, avec en parallèle la fertilité du sol et les avantages environnementaux associés à la réduction de l'application d'engrais.

CHAPITRE II : Matériel et Méthodes

I. Description des sites d'études

➤ Justification sur le choix des sites

Cette étude a porté sur deux sites établis au niveau des tannes herbeuses dans la commune de Palmarin. La première plantation de *Casuarina* a été établie en 2013 (7 ans) et l'autre en 2016 (4 ans). Cette commune se trouve dans la région de Fatick et fait partie des communes les plus touchées par la salinisation des terres au Sénégal (Diagne, 2016). Or la salinisation entraîne des effets néfastes sur la croissance et la survie des plantes, sur les propriétés physico-chimiques du sol mais aussi sur la biodiversité du sol. Ce qui cause par conséquence la baisse de la fertilité des sols et à long terme une réduction des rendements agricoles et aux pertes de revenus (CSE, 2015). Et la salinisation constitue une menace sur les conditions socio-économiques de la population de la zone. Ainsi les sites ont été choisis dans le but de la réhabilitation et de la valorisation agrosylvopastorales des terres dégradées par le sel par l'utilisation de couples symbiotiques *Casuarina*-CMA-bactéries fixatrices d'azote. Ces couples symbiotiques ont été sélectionnés sur la base de leur capacité à tolérer le sel et à pouvoir être planté sur des tannes pour leur réhabilitation et l'amélioration des services écosystémiques dans cette zone (Diagne, 2016).

➤ Situation géographique

La commune de Palmarin, notre zone d'étude, se trouve dans l'Arrondissement de Fimela (Région de Fatick) entre les latitudes 13°40 et 14°15 Nord et les longitudes 16°43 et 16°45 Ouest (Ndione, 2014). Elle s'étend sur une superficie de 77 km² et est bordée à l'Ouest par l'Océan Atlantique, à l'Est et au Sud par le bras de mer du Saloum qui le sépare de l'arrondissement de Niodior et au Nord par la commune de Fimela sa seule limite continentale (PLD, 2015).

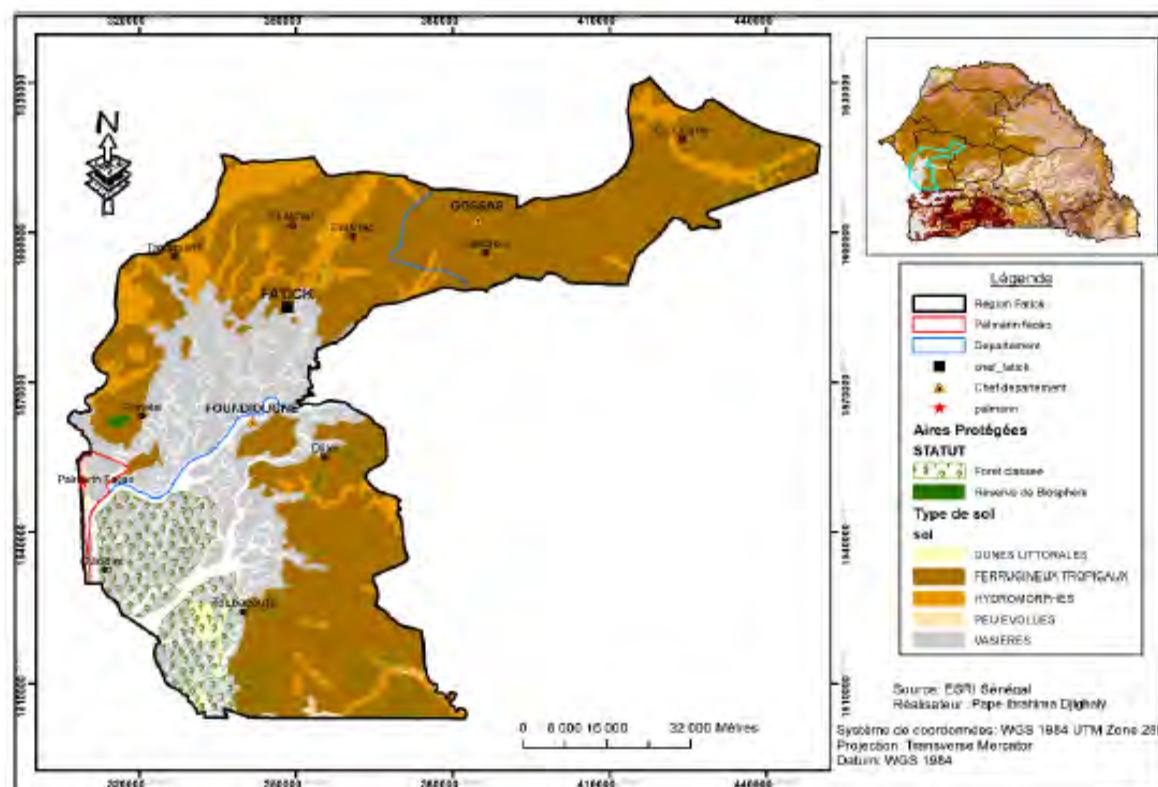


Figure 4: Carte de localisation de la commune de Palmarin (Région de Fatick) (D'après Djighaly, 2019)

➤ Caractéristiques biophysiques

.Climat

Le climat de la zone d'étude est de type soudano-sahélien et est caractérisé par deux saisons : une saison sèche qui dure huit mois et s'étend du mois de novembre au mois de juin et une saison des pluies qui dure quatre mois s'étendant du mois de juin au mois d'octobre (Ndione, 2014). La zone est soumise à trois vents : l'alizé maritime, continental ou Harmattan et la mousson. En plus de cela, la proximité de la zone avec le littoral leur confère des températures peu élevées qui adoucit le climat durant toutes les saisons. Ainsi la température moyenne est de 28°C et les précipitations moyennes de 800mm (PLD, 2015).

.Sols

Les sols de la commune de Palmarin sont de types : ferrugineux tropicaux (sol Dior) favorables aux cultures pluviales, au maraîchage et à l'élevage qui occupent 12% de la superficie et se localisent dans la partie Nord-Est, de types halomorphes et acides encore appelés tannes représentant 85% du territoire et sont rencontrés sur toute la façade Sud-Est.

Ces tannes occupent de plus en plus de surface conduisant à la diminution des superficies des terres cultivables (Fanne, 2014). On y rencontre aussi des amas coquilliers et des vasières constitués d'une composition complexe d'éléments fins de débris d'organismes et sont souvent colonisées par les mangroves

•Végétation

La végétation de la zone d'étude est assez diversifiée et est composée de mangrove et de forêts qui abritent les espèces suivantes : *Borassus aethiopium* (Mart.), *Faidherbia albida* (Del.), *Combretum glutinosum* (Perr. Ex DC.), *Adansonia digitata* (L.), *Detarium senegalense* (J. F. Gmel.), *Tamarix senegalensis*, *Tamarindus indica* (L.), *Neocarya macrophylla* (DC.) Prance ex F. White, *Cocos nucifera* (L.), *Elaeis guineensis* (Jacq.), etc. (Fanne, 2014). Les espèces de mangrove qui y sont présentes sont : *Rhizophora racemosa* (G.Mey.) et *Avicenia africana* (L.) (Ndione, 2014). En outre de cette végétation locale, des espèces exotiques comme *Prosopis juliflora* (Sw.) DC., *Casuarina equisetifolia* (L.), *Azadirachta indica* (A.Juss.), *Eucalyptus sp* ont été introduites par les programmes de reboisement (Fanne, 2014). Pour les espèces herbacées on y trouve les espèces halophytes telles que *Phyloxerus vermicularis* (L.) Sm., *Hygrophila senegalensis* (Nees) T.A, *Sesuvium portulacastrum* (L.) L., *Sporobolus robustus* Kunth (Faye, 2019).

II. Effet de l'inoculation de plantation de *Casuarina* sur les paramètres dendrométriques

Notre étude a porté sur deux plantations expérimentales composées de deux espèces *Casuarina glauca* et *Casuarina equisetifolia* inoculées avec des microorganismes symbiotiques tels que le champignon mycorhizien à arbuscule (CMA) *Rhizophagus fasciculatus* et *Frankia* (CeD et CcI6).

-La plantation de *Casuarina* établie en 2013: Elle est située dans la commune de Palmarin dans la région de Fatick (Sénégal). Elle couvre une superficie de 2500 m² et est composée de deux espèces *Casuarina glauca* et *Casuarina equisetifolia* qui ont été inoculées avec un CMA, *R. fasciculatus* et *Frankia* (souche CeD).

La mise en place des plantes de *Casuarina* sur la plantation a été faite quatre mois après inoculation, selon un dispositif en blocs complets randomisés avec des écartements de 2m x 2m entre les plants. Le dispositif est composé de quatre blocs de 25×25 m constitués chacun de dix plantes

par traitements (huit traitements par bloc) disposées de manière aléatoire dans la plantation; ce qui fait un total de $(4 \times 10 \times 8) = 320$ plants.

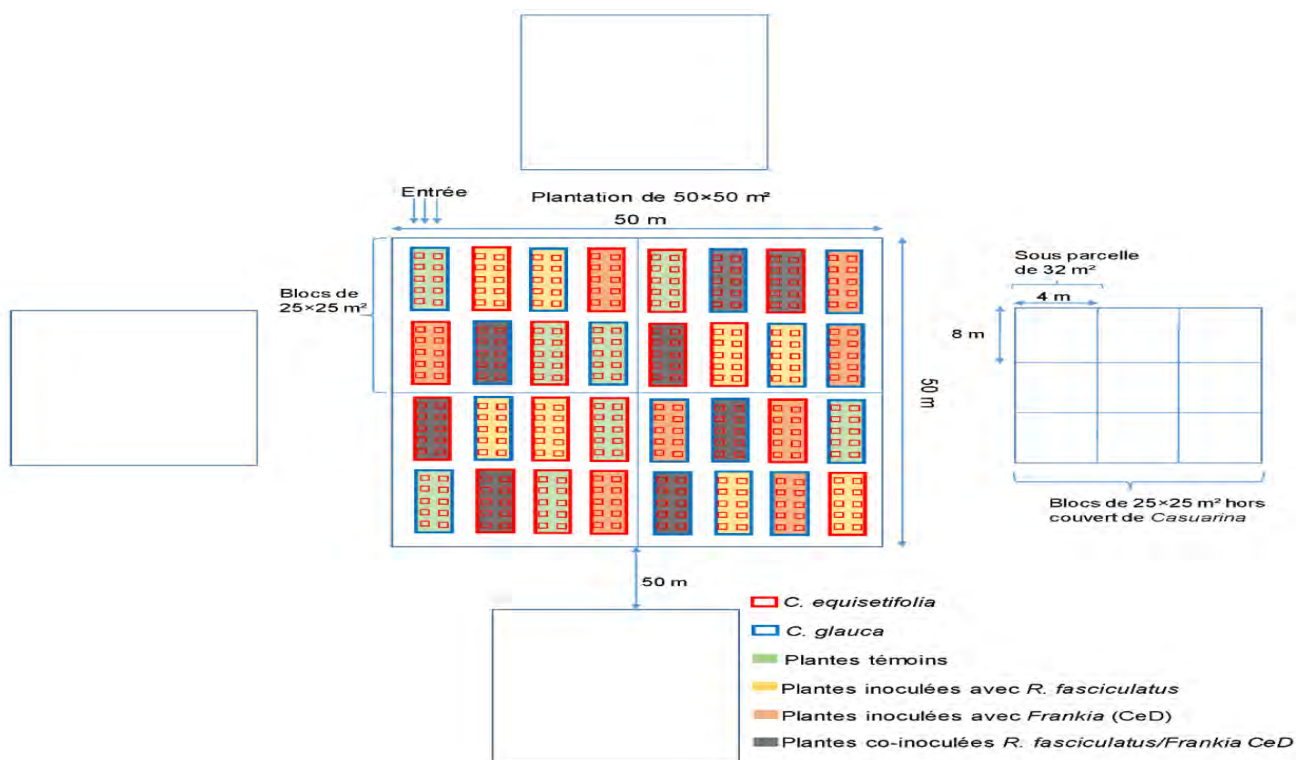


Figure 5: Dispositif expérimental de la plantation de 2013

-La plantation établie en 2016 : Elle occupe une superficie de 2500 m² et est constituée de deux espèces de *Casuarina* (*Casuarina glauca* et *Casuarina equisetifolia*) inoculées avec le CMA (*R. fasciculatus*) et *Frankia* (souche *CcI6*). Chacune des deux espèces a subi quatre traitements : les plantes témoins non inoculées, les plantes inoculées avec le champignon *R. fasciculatus* (Rf), les plantes inoculées avec la souche de bactérie *Frankia* *CcI6* et les plantes doublement inoculées (Rf+*Frankia* *CcI6*).

L'essai a été mise en place selon un dispositif en blocs complets randomisés. Ce dispositif est constitué de quatre blocs contenant chacun huit plants de *Casuarina* de chaque traitement (au nombre de 8) dont quatre plants de *Casuarina glauca* et quatre de *Casuarina equisetifolia*. Ce qui fait au total $(4 \times 8 \times 8) = 256$ plants. L'écartement entre les blocs est de 4 m, entre les traitements du même bloc 2 m et entre les plants 2 m.

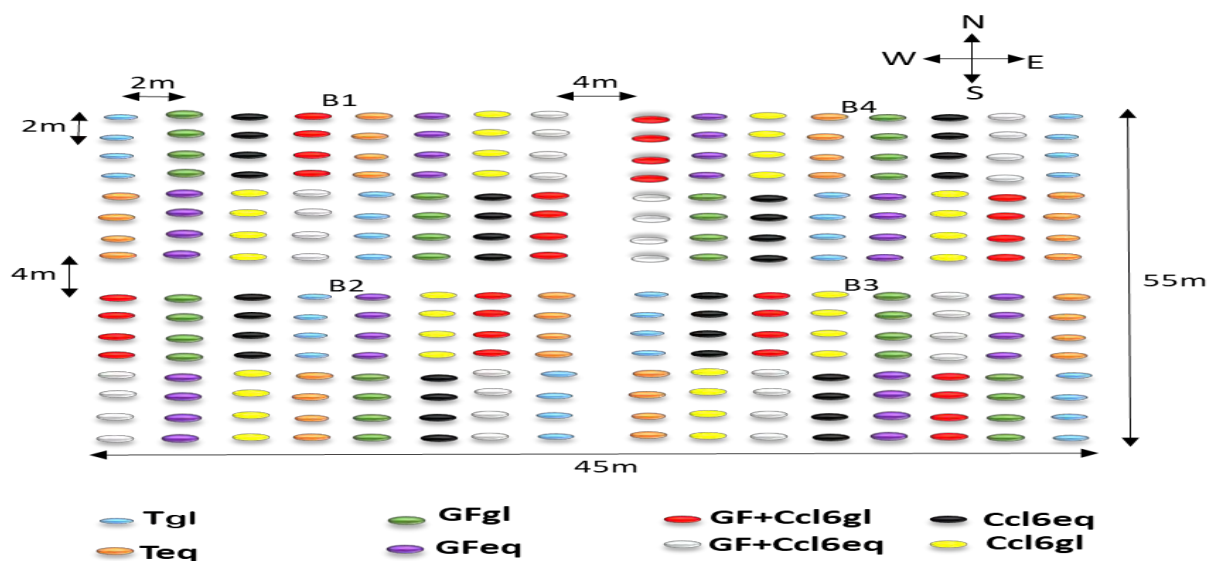


Figure 6: Dispositif expérimental de la plantation de 2016

II.1. Mesure des paramètres dendrométriques des *Casuarina*

La mesure des paramètres dendrométriques a été effectuée sur tous les plants de *Casuarina* se trouvant dans les deux plantations (2013 et 2016). Les paramètres mesurés pour chaque espèce sont la hauteur totale, le diamètre au collet à 0,3m du sol et les diamètres du houppier Nord-Sud et Est-Ouest. Les mesures de diamètre au collet ont été prises à 0,3m du sol à cause de la taille et des ramifications très basses des plantes.

La mesure des hauteurs des *Casuarina* a été faite à l'aide d'une règle graduée et celles des diamètres (collet et houppier) par un ruban mètre.

III. Effet des *Casuarinaceae* sur la diversité de la végétation herbacée

III.1. Inventaire floristique de la végétation herbacée

L'inventaire floristique a été faite au niveau des deux plantations de *Casuarina* (2013 et 2016) sur des superficies de 2500 m² chacune et une comparaison a été faite avec quatre blocs de (25 x 25 m) situés à 25 m à l'extérieur de la plantation selon les directions Est, Ouest, Nord et Sud. Ainsi les deux plantations ont été subdivisées en quatre blocs de 25x25 m et des sous parcelles de 32m² qui est l'aire minimale de notre zone et ont été répartie aléatoirement dans chaque bloc pour prendre en compte l'hétérogénéité du milieu. Dans la pratique au niveau

des deux plantations (6×4) = 24 relevés ont été inventoriés sous couvert de *Casuarina glauca* et *Casuarina equisetifolia* et 24 relevés hors couvert de *Casuarina* faisant au total 48 relevés de végétation.

Ces relevés ont été effectués par la méthode du relevé phytosociologique de Braun-Blanquet (1928) qui consiste à dresser la liste des plantes présentes dans un échantillon représentatif et homogène du tapis végétal. Les espèces présentes sont répertoriées et des codes d'abondance-dominance leurs sont affectées selon l'échelle de Braun-Blanquet (Tableau 1) :

Tableau 1: Echelle de pourcentages des différents indices d'abondance/dominance

Coefficients d'abondance/dominance	Recouvrement de l'espèce en %
+	[0-1[
1	[1-5[
2	[5-25[
3	[25-50[
4	[50-80[
5	[80-100[

5 Nombre d'individus quelconque, recouvrant plus de 75% de la surface

4 Nombre d'individus quelconque, recouvrant de 50 à 75% de la surface

3 Nombre d'individus quelconque, recouvrant de 25 à 50% de la surface

2 Individus abondants ou très abondants, recouvrant de 5 à 25% de la surface

1 Individus assez abondants, recouvrement inférieur à 5% de la surface

+ Individus peu abondants, recouvrement inférieur à 5% de la surface

L'échelle de Braun-Blanquet 1928 adaptée par (Barkman et al.1964) peut également être utilisée. Dans ce cas, tous les coefficients 2 doivent être précisés. 2a : recouvrement de 5 à 15 %, abondance quelconque ; 2b : recouvrement de 15 à 25 %, abondance quelconque ; 2m : individus très nombreux mais recouvrement < 5 %.

L'échelle de Braun-Blanquet (1928) n'est pas linéaire, chaque code est converti en un recouvrement moyen, à l'aide d'une table de correspondance (De Foucault 1980) (Tableau 2) :

Tableau 2: Table de correspondance des codes d'abondance dominance et de recouvrement

Coefficients d'abondance/dominance	Recouvrement moyen de l'espèce en %
+	0,5
1	3
2	15
3	37,5
4	62,5
5	87,5

L'identification des espèces a été faite sur le terrain par contre certaines espèces observées n'ont pas pu être déterminées immédiatement ainsi un code provisoire leur ont été attribué puis identifié au laboratoire. Les déterminations des espèces ont été effectuées sur le terrain et au laboratoire à l'aide de la flore du Sénégal (Berhaut, 1967) et les dénominations ont été actualisées sur la base de l'énumération des plantes à fleurs d'Afrique tropicale de Lebrun et Stork (1991, 1992).

Les données floristiques obtenues dans les relevés de végétation nous ont permis de calculer les paramètres caractéristiques de la végétation :

➤ **Calcul des Fréquences**

- la fréquence spécifique de l'espèce i (FSi) définit le nombre de points où une espèce a été recensée (Boudet, 1984) sur le nombre total de points.
- la fréquence centésimale de l'espèce i (FCi) qui est le rapport en pourcentage de la fréquence spécifique au nombre de points (N) échantillonnés.

$$FCi = \frac{FSi}{N} \times 100$$

➤ **Contribution spécifique présence (C.S.P.)**

C'est le rapport exprimé en pourcentage entre la fréquence centésimale de cette espèce et la somme des fréquences centésimales de toutes les espèces. Elle traduit la participation de l'espèce en recouvrement de la surface du sol (Daget et Poissonnet, 1971). Sa formule est :

$$CSPi = \frac{FCi}{\sum FCi} \times 100$$

➤ Les indices de diversité spécifiques

▪ La richesse spécifique(S) :

Elle est l'indice de diversité le plus simple à calculer et représente le nombre total ou moyen d'espèces par unité de surface ou le nombre d'espèces que compte une communauté ou un peuplement (Ramade, 2009). Cependant, elle ne prend pas en compte l'abondance relative de chaque espèce (Faye, 2010).

▪ Indice de diversité de Shannon & Wiener (H) (1949) :

Cet indice est le plus utilisé dans la littérature et prend en compte l'abondance relative des espèces à la différence de la richesse spécifique (Ramade, 2009). D'ailleurs, ce même auteur précise que c'est un indice qui convient bien à l'étude comparative des peuplements car il est relativement indépendant de la taille de l'échantillon et permet ainsi de mesurer la diversité en prenant en compte le nombre d'espèces et l'abondance des individus au sein de chacune de ces espèces. L'indice de Shannon (H) a une valeur variante de 0 à 4,5. Il est maximal quand tous les individus du peuplement sont répartis de manière équitable sur toutes les espèces et est minimal quand tous les individus appartiennent à une seule et même espèce.

Il est basé sur la relation ci-dessous :

$$H' = -\sum_{i=1}^N Pi \log_2 Pi \quad \text{Où } Pi = \frac{ni}{\sum ni}$$

- Pi correspond à la proportion relative du recouvrement de l'espèce dans la zone ou dans le groupement et est compris entre 0 et 1 ;
- ni correspond au recouvrement de l'espèce i ;
- $\sum ni$ est la somme des recouvrements des espèces de la zone ou du groupement.

▪ Indice d'équitabilité de Piélou (1966)

C'est un paramètre de comparaison plus rigoureux indépendant de la richesse spécifique et est très utile pour la comparaison des dominances potentielles entre sites (Frontier et Pichod-Viale, 1991). Sa valeur résulte du rapport de l'indice de diversité de Shannon & Wiener (H) ou diversité réelle sur la valeur de la diversité théorique maximale (H_{max}).

$$R = \frac{H'}{H_{\max}}$$

- H' correspond à l'indice de Shannon & Weaver,
- $H_{\max} = \log_2 N$ (avec N = nombre total d'espèces)

L'indice R permet d'évaluer le poids de chaque espèce dans l'occupation de l'espace et varie entre 0 et 1 et est sans unité. Il tend vers 1 (maximal) quand les espèces ont des abondances identiques dans le peuplement (ou lorsque chacune des espèces est représentée par le même nombre d'individus) et vers 0 (minimal) lorsque la majorité des effectifs correspond à une seule espèce.

III.2. Prélèvement de la phytomasse sèche des herbacées

La biomasse herbacée est la masse végétale vivante ou morte sur pied (Daget *et* Godron, 1995). L'estimation de la biomasse herbacée a été réalisée par la méthode de la récolte intégrale dans des placeaux carrés de 1m² matérialisés au hasard dans les placettes de 32 m². Dans chacune des plantations des prélèvements de phytomasse ont été faits dont quatre prélèvements choisis de manière aléatoire dans chaque bloc. Ainsi, 16 prélèvements ont été effectués sous couvert de *Casuarina glauca* et *Casuarina equisetifolia* et 16 hors couvert de *Casuarina* faisant au total 32 prélèvements de phytomasse dans chaque plantation.

Les échantillons ont été ensuite mis dans des sachets plastiques et étiquetés et ont été ensuite séchés jusqu'à l'obtention d'un poids sec stable. Les valeurs de matière sèche ont été enregistrées à l'aide d'une balance électronique.

IV. Effet des *Casuarinaceae* sur les propriétés chimiques du sol

IV.1. Echantillonnage du sol

Des échantillons de sols ont été prélevés sous couvert des plantations de *Casuarina* et hors couvert plantation. Au total 16 (8×2) échantillons de sol composites ont été prélevés à l'horizon 0-20 cm et mis dans des sachets plastiques biodégradables et étiquetés. Huit échantillons de sols ont été prélevés dans chaque plantation, dont 4 à l'intérieur de la plantation et 4 à l'extérieure suivant les directions (Est, Ouest, Nord, Sud).

IV.2. Analyse physico-chimique du sol

Les analyses chimiques ont été réalisées au Laboratoire Sol-Eau-Plante de l'ISRA/CNRA Bambey. Elles ont porté sur les teneurs en éléments nutritifs (carbone total, l'azote total, le

phosphore total et la matière organique), le pH, la conductivité électrique (CE), les bases échangeables (Ca, Mg, K et Na).

V. Analyse statistiques

Les données recueillies sur les deux espèces de *Casuarina* notamment la hauteur, les diamètres (collet et houppier), les données de biomasses sèche des herbacées et celles du sol ont été analysées grâce au logiciel R version 3.4.2. Le test d'égalité des variances a été effectué, en utilisant le test de normalité de Shapiro Wilk pour vérifier la normalité.

Les données ont été soumises à un test d'ANOVA à deux facteurs utilisé pour voir l'interaction entre les facteurs qualitatives (espèces×traitements) et les paramètres dendrométriques (hauteur et diamètres (collet et houppier)) suivies d'un test HSD de Tuckey afin de comparer les moyennes des différents paramètres relatifs à la croissance des *Casuarina*, à la production de phytomasse et aux propriétés chimiques du sol au seuil 5%.

I. Résultats

I.1.Effet de l'inoculation sur le taux de réussite de plantation de *Casuarina*

L'évaluation de l'effet de l'inoculation (*CMA/Frankia*) sur le taux de réussite des plantes de *C. equisetifolia* et *C. glauca* établie sept et quatre ans après plantations a permis de noter les résultats suivants :

I.1.1. Au niveau de la plantation de *Casuarina* établie en 2013

Le tableau 3 rend compte de l'effet des inocula (*R. fasciculatus* et *Frankia* CeD) sur le taux de réussite de *C. glauca* et *C. equisetifolia*. Les taux de réussite les plus importants ont été notés chez les plantes de *C. glauca* doublement inoculées avec *R. fasciculatus/ Frankia* (CeD) (52,5 %), suivi de celles inoculées avec la souche (CeD) de *Frankia* (47,5 %) et les plantes inoculées avec *R. fasciculatus* (37,5%) par comparaison au témoin. Chez les plantes non inoculées, le taux de réussite des plantes de *C. glauca* est plus important (35%) (Tableau3).

Tableau 3: Effet de l'inoculation avec *R. fasciculatus* et la souche CeD de *Frankia* sur le taux de réussite des plantes de *C. equisetifolia* et *C. glauca* en condition de stress salin 7 ans après la plantation.

Espèces	Traitements	Taux de réussite (%)
<i>C. equisetifolia</i>	Témoin	30
	Frankia (CeD)	25
	<i>R. fasciculatus</i>	30
	Rf+Frankia	22,5
<i>C. glauca</i>	Témoin	35
	Frankia (CeD)	47,7
	<i>R. fasciculatus</i>	37,5
	Rf+Frankia	52,5

I.1.2. Au niveau de la plantation établie en 2016

Le tableau 4 rend compte de l'effet des inocula (*R. fasciculatus* et *Frankia CcI6*) sur le taux de réussite de *C. glauca* et *C. equisetifolia*. Les taux de réussite ont été plus importants chez les plantes de *C. equisetifolia* doublement inoculées avec *R. fasciculatus*/*Frankia* (*CcI6*) et celles inoculées uniquement avec *Frankia* (*CcI6*) (43,75%) par comparaison au témoin. Chez les plantes de *C. glauca*, le taux de réussite le plus important a été noté chez les plantes inoculées avec *Frankia* (*CcI6*) avec 43,75%. Chez les plantes témoins, le taux de réussite le plus important (37,5%) a été noté chez *C. glauca*.

Tableau 4 : Effet de l'inoculation avec *R. fasciculatus* et la souche *CcI6* de *Frankia* sur le taux de réussite des plantes de *C. equisetifolia* et *C. glauca* en condition de stress salin 4 ans après la plantation.

Espèces	Traitements	Taux de réussite (%)
<i>C. equisetifolia</i>	Témoin	28,12
	<i>Frankia</i> (<i>CcI6</i>)	43,75
	<i>R. fasciculatus</i>	25
	Rf+ <i>Frankia</i>	43,75
<i>C. glauca</i>	Témoin	37,5
	<i>Frankia</i> (<i>CcI6</i>)	43,75
	<i>R. fasciculatus</i>	28,12
	Rf+ <i>Frankia</i>	31,25

I.2. Effet de l'inoculation de plantation de casuarina sur les paramètres dendrométriques

L'effet de l'inoculation (*CMA* /*Frankia*) sur les paramètres de croissance (hauteur et diamètres (collet et houppier)) des plantes de *C. equisetifolia* et *C. glauca* a été évalué après sept ans (2013) et quatre ans de plantation. Les résultats suivants ont été notés :

I.2.1. Au niveau de la plantation de *Casuarina* établie en 2013

Les résultats montrent que l'inoculation avec la souche CeD et/ou le CMA *R. fasciculatus* a permis d'améliorer la croissance en hauteur et en diamètre (collet et houppier (Nord-Sud et Est-Ouest)) des plantes de *Casuarina* au niveau des zones salées (Tableau 5). Par ailleurs chez *C. glauca* la double inoculation a significativement augmenté la hauteur et les diamètres (collet et houppier) ($P < 0.05$) par rapport aux plantes témoins. Il en est de même pour les plantes de *C. equisetifolia* inoculées avec la souche CeD où la hauteur et les diamètres du houppier Nord-Sud et Est-Ouest ont significativement augmentés ($P < 0.05$) (Tableau 5).

Tableau 5: Effet de l'inoculation avec *R. fasciculatus* et la souche *CcI6* de *Frankia* sur la hauteur, les diamètres (collet et houppier) des plantes de *C. equisetifolia* et *C. glauca* en condition de stress salin 7 ans après la plantation

Espèces	Traitements	Hauteur (cm)	Diamètre au collet (cm)	Diamètre houppier Nord-Sud(cm)	Diamètre houppier Est-Ouest (cm)
<i>C. equisetifolia</i>	Témoin	119,56 cd \pm 34,29	12,23 c \pm 4,18	115,13 c \pm 42,68	114,07 c \pm 44,25
	Frankia (CeD)	193,10 ab \pm 89,20	11,85 ab \pm 2,17	195,21 ab \pm 85,88	194,81 ab \pm 87,20
	<i>R. fasciculatus</i>	144,43 bcd \pm 70,88	13bc \pm 5,37	144,91 bc \pm 70,61	146,05 bc \pm 68,91
	Rf+Frankia	172,42 bc \pm 122,58	11,88 ab \pm 3,01	171,57 bc \pm 122,49	169,41 bc \pm 124,68
<i>C. glauca</i>	Témoin	109,59 d \pm 49,50	15,16 c \pm 2,44	114,63 c \pm 44,63	115,73 c \pm 43,54
	Frankia (CeD)	154,23 bcd \pm 98,63	15,2bc \pm 5,41	152,31 bc \pm 100,60	153,52 bc \pm 99,16
	<i>R. fasciculatus</i>	147,14 bcd \pm 72,76	18,25 bc \pm 6,38	147,31 bc \pm 71,90	148,20 bc \pm 70,68
	Rf+Frankia	242,85 a \pm 101,16	18,95 a \pm 6,14	241,3 a \pm 102,52	241,65 a \pm 103,20

Les données d'une même colonne suivies par une même lettre ne sont pas significativement différentes d'après le test teste de Tuckey ($p < 0,05$).

I.2.2. Au niveau de la plantation de *Casuarina* établie en 2016

A quatre ans après plantation l'inoculation a amélioré la croissance en hauteur et en diamètres (collet et houppier) des plantes de *C. equisetifolia* et *C. glauca*.

La double inoculation a améliorée significativement les diamètres (collet et houppier Nord-Sud et Est-Ouest) ($P < 0.05$).

Tableau 6: Effet de l'inoculation avec *R. fasciculatus* et la souche *CcI6* de *Frankia* sur la hauteur, les diamètres (collet et houppier) des plantes de *C. equisetifolia* et *C. glauca* en condition de stress salin 4 ans après la plantation

Espèces	Traitements	Hauteur (cm)	Diamètre au collet (cm)	Diamètre houppier Nord-Sud (cm)	Diamètre houppier Est-Ouest (cm)
<i>C. equisetifolia</i>	Témoin	71,50 a ± 38,15	10,50 de ± 4,11	94,92 c ± 35,55	93,34 cd ± 38,15
	Frankia (CcI6)	102,69 a ± 31,92	11 bc ± 2	136,72 bc ± 82,19	139,90 bc ± 79,21
	R.fasciculatus	109,16 a ± 41,03	12, 33 bc ± 1,63	136,43 bc ± 39,65	134,58 bcd ± 43,60
	Rf+Frankia	101,78 a ± 35,60	10,71 ab ± 3,19	161,56 ab ± 98,28	161,98 ab ± 97,76
<i>C. glauca</i>	Témoin	91,66 a ± 35,08	9,88 a ± 2,71	85,30 c ± 42,55	85,19 d ± 42,96
	Frankia (CcI6)	92,91 a ± 42,45	9,50 cd ± 3,82	122,62 bc ± 86,34	122,69 bcd ± 85,09
	R.fasciculatus	94 a ± 41,44	10,29 cd ± 4,42	132,29 bc ± 55, 90	131,67 bcd ± 56,92
	Rf+Frankia	102,35 a ± 56,59	10,61 e ± 3,19	191,92 a ± 88,43	192,24 a ± 88

Les données d'une même colonne suivies par une même lettre ne sont pas significativement différentes d'après le test test de Tuckey ($p < 0,05$).

II. Effet de la plantation de *Casuarina* sur la diversité de la végétation herbacée

II.1.Cortège floristique

II.1.1.Au niveau de la plantation de *Casuarina* établie en 2013

Au total 42 espèces herbacées réparties en 14 familles et 22 genres ont été inventoriées (Tableau 6). Sous couvert de *Casuarina* 22 espèces herbacées appartenant à 13 familles ont été identifiées contre 20 espèces réparties en 12 familles hors couvert. Dix-huit espèces sont communes aux relevés sous couvert et hors couvert. Les espèces telles que *Fuirena* sp, *Alysicarpus ovalifolius* Schum. & Thonn., *Sesuvium portulacastrum* (L.) L., *Melochia corchorifolia* L. sont spécifiquement inventoriés sous couvert tandis que *Leptadenia hastata*

(Pers.) Decne et *Cassia* sp sont inventoriés hors couvert uniquement. La famille des *Poaceae* est plus dominante qu'il s'agisse de sous ou hors couvert avec 7 espèces chacune. Ensuite viennent les familles des *Cyperaceae* avec 3 espèces sous couvert de *Casuarina* et 2 espèces hors couvert et les familles des *Asteraceae* avec 2 espèces sous couvert et 2 espèces hors couvert. Ces trois familles contribuent à 54,53 % de l'effectif spécifique total recensé sous couvert et 55% de celui recensé hors couvert (Annexe2)

II.1.2.Au niveau de la plantation de *Casuarina* établie en 2016

Dans cette plantation, 41 espèces herbacées réparties en 11 familles et 21 genres ont été inventoriées (Tableau 7). Sous couvert de *Casuarina* 24 espèces herbacées appartenant à 11 familles ont été identifiées tandis que 17 espèces réparties en 9 familles ont été identifiées hors couvert. Parmi les 41 espèces inventoriées 17 sont communs au relevés sous couvert et hors couvert. Les espèces spécifiquement inventoriées sous couvert sont *Cassia* sp, *Phyllanthus* sp et *Corchorus tridens* L, *Pennisetum polystachion* (L.) Schul., *Pennisetum violaceum* (Lam.) L. Rich., *Eragrostis aspera* (Jacq.) Nees., *Ctenium elegans* Kunth (Tableau7). Quatre familles dominant la flore herbacée de la plantation de *Casuarinaceae* établie en 2016: la famille des *Poaceae* la plus dominante qu'il s'agisse de sous couvert avec 11 espèces ou hors couvert avec 7 espèces, suivie de celle des *Cyperaceae*, des *Asteraceae* avec chacune 2 espèces sous couvert et hors couvert ainsi que celle des *Malvaceae* avec 2 espèces sous couvert. Elles contribuent à 64,49 % de l'effectif spécifique total recensé (Annexe 1).

Tableau 7: Liste des espèces herbacées présentent SC: sous couvert et HC: hors couvert de *Casuarina*

Familles	Genres	Espèces	2013		2016	
			SC	HC	SC	HC
<i>Poaceae</i>	<i>Dactyloctenium</i>	<i>Dactyloctenium aegyptium</i> (L.) Willd	+	+	+	+
	<i>Chloris</i>	<i>Chloris barbata</i> (L.) Sw.	+	+	+	+
	<i>Pennisetum</i>	<i>Pennisetum polystachion</i> (L.) Schul.	–	–	+	–
		<i>Pennisetum violaceum</i> (Lam.) L. Rich.	–	–	+	–
	<i>Eragrostis</i>	<i>Eragrostis tenella</i> (L.) Beauv.	+	+	+	+
		<i>Eragrostis aspera</i> (Jacq.) Nees.			+	
		<i>Eragrostis atrovirens</i> (Desf.) Trin. Ex Steud.	+	+	+	+
	<i>Paspalum</i>	<i>Paspalum vaginatum</i> (L.)	+	+	+	+
	<i>Digitaria</i>	<i>Digitaria horizontalis</i> Willd.	–	–	+	+
	<i>Brachiaria</i>	<i>Brachiaria lata</i> C.E. Hubb.	+	+	+	+
<i>Malvaceae</i>	<i>Sporobolus</i>	<i>Sporobolus robustus</i> Kunth	+	+	–	–
	<i>Ctenium</i>	<i>Ctenium elegans</i> Kunth	–	–	+	–
<i>Malvaceae</i>	<i>Corchorus</i>	<i>Corchorus tridens</i> L.	–	–	+	–
	<i>Sida</i>	<i>Sida alba</i> L.	+	+	+	+
<i>Cyperaceae</i>	<i>Fuirena</i>	<i>Fuirena ciliaris</i> (L.) Roxb.	+	+	+	+
		<i>Fuirena sp</i>	+	–	–	–
	<i>Cyperus</i>	<i>Cyperus bulbosus</i> Vahl.	+	+	+	+
<i>Fabaceae</i>	<i>Alysicarpus</i>	<i>Alysicarpus ovalifolius</i> Schum. & Thonn.	+	–	–	–
	<i>Cassia</i>	<i>Cassia sp</i>	–	+	+	–
<i>Convolvulaceae</i>	<i>Ipomoea</i>	<i>Ipomoea asarifolia</i> (Desr.) Roem. & Schult	–	–	+	+
	<i>Cressia</i>	<i>Cressia cretica</i> L.	+	+	–	–

<i>Asteraceae</i>	<i>Sphaeranthus</i>	<i>Sphaeranthus senegalensis</i> DC.	+	+	+	+
	<i>Dicoma</i>	<i>Dicoma tomentosa</i> Cass.	+	+	+	+
<i>Aizoaceae</i>	<i>Sesuvium</i>	<i>Sesuvium portulacastrum</i> (L.) L.	+	–	–	–
<i>Acanthaceae</i>	<i>Hygrophila</i>	<i>Hygrophila senegalensis</i> (Nees) T.A	+	+	+	+
<i>Amaranthaceae</i>	<i>Phyloxerus</i>	<i>Phyloxerus vermicularis</i> (L.) Sm.	+	+	+	+
<i>Sterculiaceae</i>	<i>Melochia</i>	<i>Melochia corchorifolia</i> L.	+	–	–	–
<i>Plantaginaceae</i>	<i>Scoparia</i>	<i>Scoparia dulcis</i> L.	+	+	+	+
<i>Gentianaceae</i>	<i>Schultesia</i>	<i>Schultesia stenophylla</i> Mart.var.latifolia.	+	+	+	+
<i>Apocynaceae</i>	<i>Leptadenia</i>	<i>Leptadenia hastata</i> (Pers.) Decne	–	+	–	–
<i>Phyllanthaceae</i>	<i>Phyllanthus</i>	<i>Phyllanthus sp</i>	+	+	+	–

II.2.Contribution spécifique présence sous couvert et hors couvert de *Casuarina*

La contribution spécifique présence traduit la participation de l'espèce dans l'occupation spatiale de la plantation.

Au niveau de la plantation établie en 2013, les espèces ayant le plus participées dans l'occupation spatiale sous couvert de *Casuarina* sont *Chloris barbata* (L.) Sw. (9,8%), *Paspalum vaginatum* (L.) (8,60%), *Hygrophila senegalensis* (Nees) T.A (8,60%), *Phyloxerus vermicularis* (L.) Sm. (7,37%), *Brachiaria lata* C.E. Hubb. (6,96%), *Schultesia stenophylla* Mart.var.latifolia. (6,14%). Hors couvert de *Casuarina*, les espèces ayant les plus participées dans l'occupation spatiale sont *Paspalum vaginatum* (L.) (13,69%), *Chloris barbata* (L.) Sw. (13,01%), *Phyloxerus vermicularis* (L.) Sm. (12,32%), *Eragrostis tenella* (L.) Beauv. (9,58%), *Cressia cretica* L. (8,90%) et *Hygrophila senegalensis*(Nees) T.A (6,16%).

Pour la plantation établie en 2016, les espèces ayant le plus participées dans l'occupation spatiale sous couvert de *Casuarina* *Eragrostis tenella* (L.) Beauv. (11,53%), *Dicoma tomentosa* Cass. (10,09%), *Paspalum vaginatum* (L.) (9,61%), *Chloris barbata* (L.) Sw. (9,6%), *Eragrostis atrovirens* (Desf.) Trin. Ex Steud. (8,65%), *Sphaeranthus senegalensis* DC.

(7,69%). Hors couvert de *Casuarina*, les espèces ayant les plus participées dans l'occupation spatiale sont *Chloris barbata* (L.) Sw.(14,66%), *Paspalum vaginatum* (L.) (12%), *Eragrostis tenella* (L.) Beauv. (12%), *Phyloxerus vermicularis* (L.) Sm. (12%), *Dicoma tomentosa* Cass. (9,33%), *Eragrostis atrovirens* (Desf.) Trin. Ex Steud. (8,66%), *Cyperus bulbosus* Vahl. (6%)

Tableau 7: Contribution spécifique des espèces herbacées présentes sous couvert et hors couvert de *Casuarina*

Espèces	Sous couvert		Hors couvert	
	CSP		CSP	
	2016	2013	2016	2013
<i>Dactyloctenium aegyptium</i> (L.) Willd	1,44	3,27	2	2,05
<i>Chloris barbata</i> (L.) Sw.	9,6	9,8	14,66	13,01
<i>Pennisetum polystachion</i> (L.) Schul.	0,48	—	—	—
<i>Pennisetum violaceum</i> (Lam.) L. Rich.	0,96	—	—	—
<i>Eragrostis tenella</i> (L.) Beauv.	11,53	5,73	12	9,58
<i>Eragrostis aspera</i> (Jacq.) Nees.	0,48	—	—	—
<i>Eragrostis atrovirens</i> (Desf.) Trin. Ex Steud.	8,65	5,32	8,66	5,47
<i>Paspalum vaginatum</i> (L.)	9,61	8,6	12	13,69
<i>Digitaria horizontalis</i> Willd.	0,48	—	0,66	—
<i>Brachiaria lata</i> C.E. Hubb.	3,36	6,96	4	5,47
<i>Sporobolus robustus</i> Kunth	—	3,27	—	0,68
<i>Ctenium elegans</i> Kunth	0,48	—	—	—
<i>Corchorus tridens</i> L.	0,48	—	—	—
<i>Sida alba</i> L.	4,8	5,32	4	0,68
<i>Fuirena ciliaris</i> (L.) Roxb.	2,4	5,73	3,33	4,1
<i>Fuirena</i> sp	—	1,63	—	—

<i>Cyperus bulbosus Vahl.</i>	3,84	4,09	6	1,36
<i>Alysicarpus ovalifolius Schum. & Thonn.</i>	–	0,4	–	–
<i>Cassia sp</i>	4,32	–	–	2,73
<i>Ipomoea asarifolia (Desr.)Roem. &Schult</i>	5,28	–	3,33	–
<i>Cressia cretica L.</i>	–	1,63	–	8,9
<i>Sphaeranthus senegalensis DC.</i>	7,69	2,86	1,33	4,79
<i>Dicoma tomentosa Cass.</i>	10,09	4,09	9,33	1,36
<i>Sesuvium portulacastrum (L.) L.</i>	–	0,81	–	–
<i>Hygrophila senegalensis(Nees) T.A</i>	0,96	8,6	4	6,16
<i>Phyloxerus vermicularis (L.) Sm.</i>	5,76	7,37	12	12,32
<i>Melochia corchorifolia L.</i>	–	0,81	–	–
<i>Scoparia dulcis L.</i>	5,76	2	4,91	2,73
<i>Schultesia stenophylla Mart.var.latifolia.</i>	0,48	6,14	0,66	3,42
<i>Leptadenia hastata (Pers.) Decne</i>	–	–	–	0,68
<i>Phyllanthus sp</i>	0,96	2,54	–	0,68

II.3.Indices de diversité

Le recouvrement du tapis herbacé et les degrés de l'homogénéité spatiale et interne des espèces représentés respectivement par l'indice de diversité de Shannon et l'indice d'équitabilité de Piélou ont été appréciés sous couvert et hors couvert de *Casuarina* (Tableau8)

II.3.1. Au niveau de la plantation de *Casuarina* établie en 2013

Dans cette plantation le recouvrement du tapis herbacé est de 71,75 % sous couvert contre 48,89 % hors couvert. Les richesses spécifiques sous et hors couvert sont respectivement de 22 et 20 espèces. Les valeurs des indices de diversité de Shannon (H') et d'équitabilité de Piélou (R) sous le couvert de *Casuarina* sont supérieures à celles hors couvert. Nous avons une valeur de 2,7 bits et 0,87 sous couvert de *Casuarina* contre 2,37 bits et 0,79 hors couvert.

II.3.2. Au niveau de la plantation de *Casuarina* établie en 2016

Le recouvrement du tapis herbacé est de 76,62 % sous couvert contre 47,28 % hors couvert. Les richesses spécifiques sous couvert de *Casuarina* et hors couvert sont respectivement de 24 et 17 espèces. L'indice de diversité de Shannon (H') est de 2,38 bits sous couvert contre 2,26 bits hors couvert quant à l'indice d'équitabilité de Pielou (R), il est de 0,75 sous couvert contre 0,8 hors couvert.

Tableau 8: Diversité floristique par sites sous couvert et hors couvert des plantations de *Casuarina* établies en 2013 et 2016

Sites/Traitements	Nombres d'espèce	Recouvrement(%)	H' (Shannon-Wiener)	R(Pielou)
SC_C2016	24	76,62	2,38	0,75
HC_C2016	17	47,28	2,26	0,8
SC_C2013	22	71,75	2,7	0,87
HC_C2013	20	48,89	2,37	0,79

SC_C2016 : sous couvert de *Casuarina* dans le site de 2016, HC_C2016 : hors houppier de *Casuarina* dans le site de 2016, SC_C2013 : sous houppier de *Casuarina* dans le site 2013, HC_2013 : hors houppier de *Casuarina* dans le site de 2013

III. Influence des *Casuarinaceae* sur la production de la phytomasse herbacée

L'influence des *Casuarinaceae* inoculées avec *R.fasciculatus* et *Frankia* (CeD pour la plantation de 2013 et CcI6 pour la plantation de 2016 sur la production de la phytomasse herbacée en condition saline des deux plantations a été évaluée. Une comparaison a été faite sous couvert et hors couvert des *Casuarina* (Figure 7). Pour la plantation établie en 2013, les analyses statistiques ont montré qu'il n'y a pas de différence significative de la production de biomasse sous couvert de la plantation de *Casuarina* et hors couvert. Pour celle établie en

2016, les analyses statistiques ont montré qu'il y a une différence significative de la production de biomasses sous couvert et hors couvert.

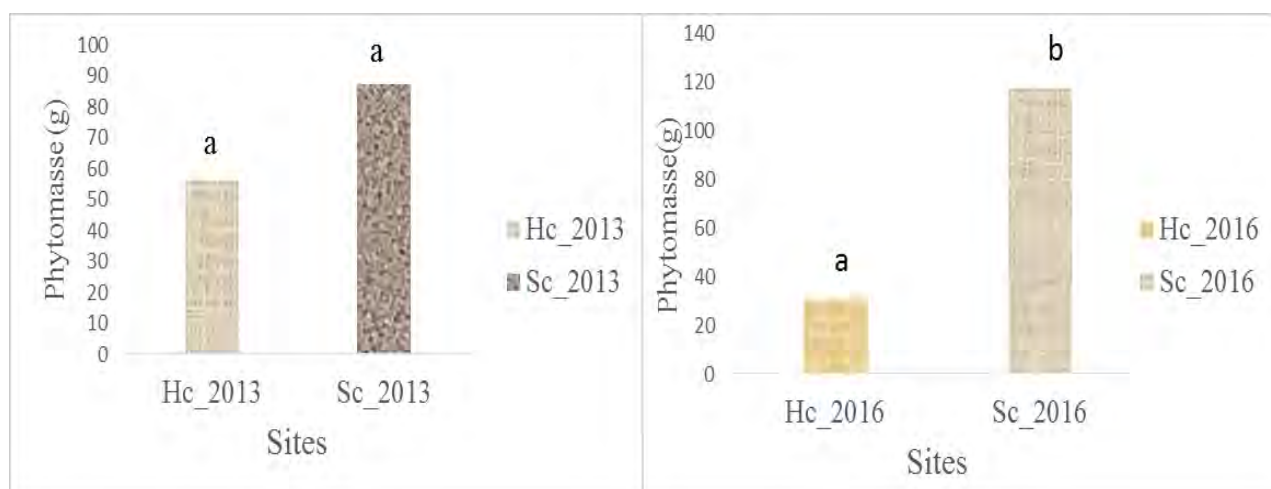


Figure 7: Variation de la phytomasse (SC) sous couvert et (HC) hors couvert des deux plantations de *Casuarina* (2013 et 2016) en condition saline

IV. Effet des *Casuarina* sur les caractéristiques physico-chimiques du sol

IV.1. Au niveau de la plantation établie en 2013

Les résultats d'analyse granulométrique des sols étudiés sont présentés dans le (tableau 10).

L'analyse granulométrique au niveau de l'horizon (0-20 cm) montre que les échantillons de sol sous le houppier sont constitués de 90,08% de sable, de 3,04% de limons et de 4,88% d'argile. En dehors du houppier les échantillons de sol sont constitués de 93,25% de sable, de 3,34% et de 3,41% d'argile.

Après sept ans de plantation, les résultats obtenus montrent qu'il n'y a pas de différence significative ($P < 0.05$) pour tous les paramètres chimiques mesurés à l'exception du rapport C/N où on note une différence significative entre la zone sous couvert et hors couvert (tableau 10). Toutefois les valeurs obtenues pour le pH, le carbone total, l'azote total, la matière organique (MO) sous le houppier des plantes de *Casuarina* sont plus importantes que celles obtenues hors couvert (tableau 10). Le pH des sols au niveau de la zone sous couvert et hors couvert sont modérément acide avec respectivement des pH égales à 6,06 et 5,6. Pour la salinité du sol (CE) elle est extrêmement élevée en zone hors couvert ($CE1/100 = 9552.8 \mu S/cm$) en comparaison au zone sous couvert où elle est très saline ($CE1/100 = 2170.9 \mu S/cm$).

Il en est de même pour la capacité d'échange cationique (CEC) avec 3,22 mep/100g sous couvert et 5,30 mep/100g hors couvert, les quantités de Phosphore assimilables avec 0,30 ppm sous couvert et 2,36 ppm et la somme des bases échangeables(S) avec 8,02 sous couvert et 11,06 hors couvert (tableau 10). Les résultats obtenus sur les taux de saturation au niveau des zones hors et sous couvert montrent des taux supérieurs à 100%. Nos résultats sur le rapport C/N ont montré une différence significative. Il est plus important hors houppier 15,81 comparé à celui sous couvert 14,01.

Tableau 9: Propriétés physiques et chimiques du sol sous couvert et hors couvert de la plantation de Casuarina établie en 2013

Sites	Granulométrie			pH	CE	P.AS	C	N	MO	C/N	CEC	Ca ²⁺	Mg ²⁺	K ⁺	Na ⁺	S
	A	L	S	eau	μS/cm	ppm	%	%	%		mep/100g					
SC	4,88	3,04	92,08	6,07 a ± 0,76	2170,9 a ± 1944,8	0,30 a ± 0,20	0,87 a ± 0,18	0,06 a ± 0,01	0,50 a ± 0,1	14,01 a ± 0,6	3,22 a ± 2,71	0,97 a ± 0,76	1,79 a ± 1,44	0,21 a ± 0,10	5,02 a ± 3,49	8,02 a ± 5,59
HC	3,31	3,34	93,25	5,64 a ± 0,86	9552,8 a ± 13233,07	2,36 a ± 2,33	0,62 a ± 0,07	0,03 a ± 0,006	0,36 a ± 0,04	15,81 b ± 0,5	5,30 a ± 4,48	0,81 a ± 0,41	1,77 a ± 2,13	0,53 a ± 0,81	7,93 a ± 10,2	11,06 a ± 11,75

A = Argile ; **L** = Limon ; **S** = Sable ; **MO** = Matière Organique ; **P.ass** = Phosphore assimilable ; **C. Total** = Carbone total ; **N.Total** = Azote total ; **C/N** = rapport Carbone Azote ; **S** = Somme des bases échangeables ; **CE** = Conductivité électrique ; **CEC** = Capacité d'échange cationique

IV.2.Au niveau de la plantation de *Casuarina* établie en 2016

Les résultats d'analyse granulométrique des sols étudiés sont présentés dans le (tableau 11).

L'analyse granulométrique au niveau de l'horizon (0-20 cm) montre que les échantillons de sol sous le houppier sont constitués de 92,43% de sable, de 4,30% de limons et de 3,27% d'argile. En dehors du houppier les échantillons de sol sont constitués de 90,54% de sable, de 4,40% de limons et de 5,06% d'argile.

Dans cette plantation il n'apparaît pas de différence significative ($P < 0.05$) pour tous les paramètres des sols mesurés (tableau 11). Les pH des sols sous couvert et hors couvert de la plantation sont acides avec respectivement des pH égales à 5,32 et 5,29. Pour la conductivité électrique du sol (CE), elle est extrêmement élevée en zone hors couvert ($CE1/100 = 9721.49 \mu S/cm$) en comparaison à la zone sous couvert qui est très salée ($CE1/100 = 1779.67 \mu S/cm$). Il en est de même pour le phosphore assimilable qui est plus important hors de la plantation avec 1,69 ppm en comparaison à la zone couvert avec 0,81 ppm. Pour ce qui est de la capacité d'échange cationique (CEC) elle est plus importante sous le houppier avec 4,77 mep/100g par rapport à la zone hors couvert avec 2,77 mep/100g. Concernant les teneurs en carbone, en azote et la somme des bases échangeables, leurs valeurs obtenues sont plus importantes sous le houppier des plantes avec respectivement 1,05%, 0,076% et 12,30 par rapport à la zone hors couvert leurs valeurs sont respectivement 1,03%, 0,073% et 5,06. Pour les taux de matière organique (MO) et le rapport C/N, leurs valeurs sont pratiquement les mêmes en zone sous couvert avec respectivement 0,61% et 14,11 et hors couvert avec 0,60% et 14,10. Les résultats sur les taux de saturation montrent des taux supérieurs à 100%.

Tableau 10: Propriétés physiques et chimiques du sol sous couvert et hors couvert de la plantation de Casuarina établie en 2016

Sites	Granulométrie			pH	CE	P.ass	C. Total	N. Total	MO	C/N	CEC	Ca ²⁺	Mg ²⁺	K ⁺	Na ⁺	S
	A (%)	L(%)	S(%)	EAU	μS/cm	ppm	%	%	%		mep/ 100g					
SC	3,27	4,30	92,43	5,32 a ± 0,44	1779,67 a ± 1107,9	0,81 a ± 0,11	1,05 a ± 0,14	0,076 a ± 0,014	0,61 a ± 0,08	14,11 a ± 1,82	4,77 a ±	1,09 a ± 0,3	3,25 a ± 3,54	0,17 a ± 0,16	7,78 a ± 9,17	12,30 a ± 12,3
HC	5,06	4,40	90,54	5,29 a ± 0,81	9721,49 a ± 13616,6	1,69 a ± 1,41	1,03a ± 0,17	0,073 a ± 0,011	0,60 a ± 0,1	14,10 a ± 1,40	2,27 a ±	0,74 a ± 0,2	1,47 a ± 0,45	0,50 a ± 0,57	2,33 a ± 0,9	5,06 a ± 1,6

A = Argile ; **L** = Limon ; **S** = Sable ; **MO** = Matière Organique ; **P.ass** = Phosphore assimilable ; **C. Total** = Carbone total ; **N.Total** = Azote total ; **C/N** = rapport Carbone Azote ; **S** = Somme des bases échangeables ; **CE** = Conductivité électrique ; **CEC** = Capacité d'échange cationique

V. Discussion

Les taux de réussite après quatre ans et sept ans de plantation en zone saline, sont plus importants chez les plantes de *C.glauca* que chez les plantes de *C. equisetifolia*. Ce taux de réussite élevé en condition de stress salin pourrait être expliqué par une meilleure tolérance au sel de cette espèce. En effet les plantes de *C.glauca* sont capable de tolérer des concentrations de sel allant jusqu'à 600mM indépendamment de sa relation symbiotique avec l'actinomycète *Frankia* (Duro *et al.*, 2016). Cette capacité de tolérance des niveaux élevés de NaCl est surtout liée aux stratégies qu'elles mettent en place tels que l'ajustement de leur appareil photosynthétique (Batista-Santos *et al.*, 2015), le renforcement de leur système antioxydant et les modifications dans la structure et le fonctionnement de leurs membranes (Jorge *et al.*, 2019). Pour les plantes de *C. glauca* et *C. equisetifolia*, les taux de réussite les plus importants ont été notés chez les plantes inoculées avec le CMA *R.fasciculatus* et/ou les souches de *Frankia* (CcI6 ou CeD) comparés aux témoins. Ces résultats obtenus montrent l'importance de l'inoculation avec le CMA *R.fasciculatus* et/ou la souche *Frankia* (CeD) ou (CcI6) dans l'amélioration des performances des *Casuarina* en condition de stress. Des résultats similaires ont été rapportés dans plusieurs travaux (Ebrahim et Saleem, 2017 ; Zhong *et al.*, 2018 ; Diouf *et al.*, (2013); Ngom *et al.*, (2016)). Le meilleur taux de réussite (52,5%) a été noté chez les plantes de *C.glauca* doublement inoculés (Rf+ CeD) après sept ans de plantation. Des résultats similaires ont été obtenus pour la croissance en hauteur et en diamètres (collet et houppier) de ces plantes. La double inoculation (Rf+CeD) a significativement augmenté la croissance des plantes de *C.glauca*. Ce résultat s'expliquerait par une meilleure absorption hydrominérale induisant une augmentation des activités physiologiques et biochimiques et par la réduction de l'absorption des ions Na^+ . Selon Zhu *et al.*, (2016) la double inoculation CMA et *Rhizobium* peut réduire les effets nocifs de la salinité grâce aux hyphes extra mycéliens qui peuvent augmenter l'absorption des éléments immobiles tels que le phosphore et l'azote fixés par le rhizobium. En plus de cela, l'absorption sélective des ions permet de réduire les déséquilibres ioniques et d'atténuer les effets antagonistes entre les ions souvent à l'origine de problèmes nutritionnels et d'un stress hydrique affectant la croissance des plantes dans les conditions salines (Djighaly *et al.*, 2020). Nos résultats ont aussi montré une baisse du taux de réussite des plantes de *C.equisetifolia* et *C.glauca* en condition de stress salin. Cette baisse du taux de réussite pourrait être expliqué d'une part par la salinité élevée notée au niveau de certains points des plantations et d'autre

part par la pression qu'exerce le bétail sur les plantes. Ce résultat est en accord avec celui de Djighaly *et al.*, (2020) qui ont montré que la mortalité importante des plantes de *Casuarina* pourrait être liée aux niveaux élevés de sodium pendant les périodes sèches et d'engorgement à certains points des plantations.

Les plantations de *Casuarina* qui ont été inventoriées sont constituées de deux espèces (*C.equisetifolia* et *C.glauca*). Qu'il s'agisse de la plantation de *Casuarina* établie en 2013 ou celle établie en 2016 la richesse floristique notée sous couvert de *Casuarina* est plus importante par rapport à celle hors couvert. Le houppier de l'arbre constitue un milieu plus favorable à la strate herbacée en augmentant la fertilité des sols, tout au moins dans les horizons de surfaces (Grouzis *et al.*, 2003). Les espèces caractéristiques des milieux couverts appartiennent dans leur majorité à la famille des *Poaceae*. Cela peut s'expliquer par le fait que ces taxons résistent aux différentes perturbations et elles développent des stratégies leur permettant de se maintenir et de se développer dans un environnement perturbé (Saidou *et al.*, 2010). Nos résultats indiquent des valeurs de l'indice de Pielou variant entre 0,75 et 0,87. Ces valeurs de l'indice de Pielou tendent vers 1 donc il n'y a pas de phénomène de prédominance entre les espèces. Les individus se répartissent équitablement entre les différentes espèces. Qu'il s'agisse de la plantation établie en 2013 et celle en 2016, l'indice de diversité de Shannon sous le houppier des *Casuarina* est supérieur à celui hors couvert. Ces résultats indiquent qu'il existe un gradient de diversité herbacée sous couvert de *Casuarina* et le milieu extérieur : plus on s'éloigne du houppier des *Casuarina*, plus la diversité herbacée baisse. Nos résultats sont similaires à ceux de Diallo *et al.*, (2015a) qui ont trouvé que les diversités floristiques sous couvert de *Balanites aegyptiaca* (L.) Del., *Acacia tortilis* subsp. *raddiana* (Savi) Brenan, *Acacia senegal* (L.) Willd., *Boscia senegalensis* (Pers.) Lam. ex Poir. et *Sclerocarya birrea* (A. Rich.) Hochst., sont supérieures à celles du témoin (hors couvert). Il en est de même pour le recouvrement, il est plus important sous couvert des *Casuarina*. L'importante diversité floristique observée sous le houppier pourrait être due à la présence des *Casuarina* qui ont la capacité d'apporter de l'azote et du phosphore par le biais des microorganismes dont ils sont en association pour contribuer à la fertilisation des sols. Nos résultats ont également montré une différence significative de la production de phytomasse herbacée sous couvert et hors couvert dans la plantation de 2016. La production de Phytomasse a été plus importante sous couvert. Ces résultats sont en accord avec ceux de Akpo *et al.*, (2003) qui ont montré que la production de phytomasse herbacée est améliorée par l'arbre. Cependant pour la plantation de 2013, il n'y a pas de différence significative de la

production de phytomasse même si la diversité floristique est plus importante dans la plantation. Cette absence de différence serait peut être due à la diminution de la richesse de la communauté végétale en fonction du gradient de salinité et du pH (Trites et Baley 2005) mais aussi à l'absence des plantes sur certaines parties de la plantation.

Les résultats d'analyse granulométriques obtenus au niveau des deux plantations ont montré que les couches supérieures des sols ont une texture sableuse avec des teneurs en argiles très faibles. Selon Baize, (2000) cette faible teneur en argile n'est pas sans inconvénient sur les sols étudiés car elle a de multiples fonctions (association avec la matière organique, la cohésion des agrégats, la fixation des cations et anions sur les sites d'échange, la rétention de l'eau etc.). Cette faible teneur en argile rend ces sols moins fertiles (Bassala *et al.*, 2008). Nos résultats ont montré que le houppier des plantes a contribué à augmenter le pH du sol même si ce n'est pas significatif. Cette augmentation du pH pourrait être liée au taux de matière organique plus important sous le houppier en comparaison au témoin. La conductivité électrique (CE) a fortement diminué sous le houppier des plantes. Cette baisse de la CE serait due à la présence des plantes (Doucet, 2010) mais également à l'augmentation de la concentration des ions Ca^{2+} dans la solution du sol (Qadir et Oster, 2004) et à la libération des ions Na^+ par les eaux de ruissellement entraînant ainsi la réduction de la salinité du sol (Tejada *et al.*, 2006). Les taux de matière organiques, de carbone total et d'azote total sont plus importants sous couvert des plantations. L'accroissement de la fertilité du sol sous houppier est dû notamment à la décomposition de la litière, de la litière herbacée et au dynamisme des microorganismes présent dans le sol (Yélémou *et al.*, (2013) ; El-Tahir *et al.*, (2004)). Des résultats similaires de l'effet positif de l'arbre sur les propriétés chimiques du sol ont été signalés par d'autres auteurs (Bazongo *et al.*, (2015); Bationo *et al.*, 2012). Par ailleurs, même si la matière organique est plus importante sous couvert, leur teneur est faible. Ceci pourrait expliquer les faibles teneurs en phosphore noté au niveau des deux plantations. En effet de nombreux auteurs ont souligné l'importance de la matière organique dans la disponibilité du phosphore assimilable (Turner, 2008). La matière organique constitue une source importante de phosphore sous forme organique mais également contribue au stockage réversible des éléments nutritifs par l'intermédiaire de la minéralisation/immobilisation par les microorganismes (Bertrand et Gigou, 2000). Le rapport C/N obtenu sous le houppier montre que la décomposition de la matière organique est lente voir difficile et ne permet pas une bonne minéralisation (LCA, 2008). Les fortes teneurs en capacité d'échange cationique

sous le houppier de la plantation établie en 2016 expliqueraient la forte concentration en cations et le taux élevé de saturation en bases (Diallo *et al.*, 2015a).

CONCLUSION ET PERSPECTIVES

Les résultats obtenus dans les deux sites (2013 et 2016) montrent que les plantes de *C.glauca* sont plus tolérantes à la salinité que les plantes de *C.equisetifolia* et la double inoculation améliore significativement sa croissance. De même, la diversité floristique, le recouvrement du tapis herbacé et la production de phytomasse herbacée en milieu salin est plus importante sous couvert de *Casuarina* par rapport aux parcelles hors couvert dans les deux plantations. Les plantes de *Casuarina* ont aussi contribué à diminuer la salinité et à améliorer la fertilité du sol des deux plantations. La double inoculation chez *C. glauca* avec des souches de CMA *R.fasciculatus* et de *Frankia* CeD pourrait donc être utilisée dans les programmes de réhabilitation des terres dégradées par le sel au Sénégal pour augmenter le taux de réussite et améliorer les performances des plantes en conditions de stress salin.

En perspectives il sera intéressant de :

- Tester encore d'autres espèces de *Casuarina* tolérantes pouvant survivre sur des sols sodiques ;
- Tester d'autres types de fertilisants comme amendements organiques pour améliorer les performances des *Casuarina* en sols salés et promouvoir l'amélioration de ces sols par l'utilisation d'amendements organiques ;
- Etudier la diversité des CMA et *Frankia* associées aux *Casuarina* 4 ans après inoculation et transfert sur le terrain et
- Refaire d'autres inventaires floristiques pour identifier le plus d'espèces herbacée présentes dans ces zones

Références Bibliographiques

- Akpo L.E., Banoïn M., Grouzis M. (2003)** – Effet de l'arbre sur la production et la qualité fourragère de la végétation herbacée: bilan pastoral en milieu sahélien. *Revue de médecine vétérinaire*, **154**, 619–628.
- Asghar H.N., Setia R., Marschner P. (2012)** – Community composition and activity of microbes from saline soils and non-saline soils respond similarly to changes in salinity. *Soil Biology and Biochemistry*, **47**, 175–178.
- Bâ A., Duponnois R., Diabaté M., Dreyfus B. (2017)** – 1. Établissement et fonctionnement de la symbiose ectomycorhizienne. In: *Les champignons ectomycorhiziens des arbres forestiers en Afrique de l'Ouest : Méthodes d'étude, diversité, écologie, utilisation en foresterie et comestibilité* Didactiques., pp. 13–41. IRD Éditions, Marseille.
- Baize D. (2000)** – Guide des analyses en pédologie.
- Barka E.A., Vatsa P., Sanchez L., Gaveau-Vaillant N., Jacquard C., Klenk H.-P., Clément C., Ouhdouch Y., van Wezel G.P. (2016)** – Taxonomy, physiology, and natural products of Actinobacteria. *Microbiol. Mol. Biol. Rev.*, **80**, 1–43.
- Bassala J.-P.O., M'Biandoun M., Ekorong J.A., Asfom P. (2008)** – Evolution de la fertilité des sols dans un système cotonnier-céréales au Nord Cameroun: diagnostic et perspectives. *SOMMAIRE/INHOUD/SUMARIO*, **26**, 240–245.
- Bationo B.A., Kalinganire A., Bayala J. (2012)** – Potentialités des ligneux dans la pratique de l'agriculture de conservation dans les zones arides et semi arides de l'Afrique de l'Ouest: Aperçu de quelques systèmes candidats. *ICRAF Technical Manual*.
- Batista-Santos P., Duro N., Rodrigues A.P., Semedo J.N., Alves P., da Costa M., Graça I., Pais I.P., Scotti-Campos P., Lidon F.C. (2015)** – Is salt stress tolerance in *Casuarina glauca* Sieb. ex Spreng. associated with its nitrogen-fixing root-nodule symbiosis? An analysis at the photosynthetic level. *Plant Physiology and Biochemistry*, **96**, 97–109.
- Bazongo P., Traore K., Sanon K.B., Yelemou B., Traore O., Nacro B.H., Bacye B., Belem M., Traore M., Hien V. (2015)** – Impact of *Jatropha* plantation on soil chemical and biological properties in the South Sudanian region in Burkina Faso. *International Journal of Biological and Chemical Sciences*, **9**, 1762–1778.
- Belanger P.-A. (2009)** – Étude de l'effet de la contamination en métaux lourds sur *Frankia* SPP. et sa symbiose avec l'aulne noir (*Alnus glutinosa* (L.) Gaertn). Université de Sherbrooke.

- BENABDOUN M., GHERBI H., BOGUSZ D., FRANCHE F., YKHLEF N. (2012)** – Fixation biologique de l'azote : La symbiose Actinorhizienne Casuarina-Frankia. , 5.
- Bensidhoum L., Nabti E. (2019)** – Plant Growth-Promoting Bacteria for Improving Crops Under Saline Conditions. In: *Microorganisms in Saline Environments: Strategies and Functions* (eds Giri B, Varma A). Springer International Publishing, Cham.
- Berhaut J. (1967)** – Flora of Senegal. *Flora of Senegal*.
- Bertrand R., Gigou J. (2000)** – *La fertilité des sols tropicaux*. Maisonneuve et Larose.
- Bonfante P., Genre A. (2010)** – Mechanisms underlying beneficial plant–fungus interactions in mycorrhizal symbiosis. *Nature communications*, **1**, 1–11.
- Bouassaba K., Chougui S. (2018)** – Effet Du Stress Salin Sur Le Comportement Biochimique Et Anatomique Chez Deux Variétés De Piment (Capsicum Annuum L.) À Mila /Algérie. *European Scientific Journal, ESJ*, **14**, 159.
- Brundrett M.C. (2009)** – Mycorrhizal associations and other means of nutrition of vascular plants: understanding the global diversity of host plants by resolving conflicting information and developing reliable means of diagnosis. *Plant and Soil*, **320**, 37–77.
- Chen M., Yang Z., Liu J., Zhu T., Wei X., Fan H., Wang B. (2018)** – Adaptation Mechanism of Salt Excluders under Saline Conditions and Its Applications. *International Journal of Molecular Sciences*, **19**, 3668.
- Chérifi K., Anagri A., Boufous E.H., Mousadik A.E. (2017)** – EFFECT OF SODIUM CHLORIDE (NaCl) ON THE GROWTH OF SIX. , 9.
- Choudhary O.P., Kharche V.K. (2018a)** – Soil Salinity and Sodicity. *SOIL SCIENCE*, 33.
- Choudhary O.P., Kharche V.K. (2018b)** – Soil Salinity and Sodicity. *book: Soil Science: An Introduction*, 353–385.
- Cissokho (2017)** – Les agriculteurs sénégalais luttent contre la salinisation des sols. *The New Humanitarian*.
- CSE (2015)** – *Rapport sur l'état de l'environnement au Sénégal*.
- Daget P., Poissonnet J. (1971)** – Principes d'une technique d'analyse quantitative de la végétation des formations herbacées. *Doc. CEPE-CNRS*, **56**, 85–100.
- Daliakopoulos I.N., Tsanis I.K., Koutroulis A., Kourgialas N.N., Varouchakis A.E., Karatzas G.P., Ritsema C.J. (2016)** – The threat of soil salinity: A European scale review. *Science of the Total Environment*, **573**, 727–739.
- Dalpé Y. (2005)** – Les mycorhizes: un outil de protection des plantes mais non une panacée. *Phytoprotection*, **86**, 53–59.

Dehni A. (2018) – Intitulé de la télédétection de la salinité des sols à l'aide des techniques de traitement d'images satellitaires-Application à la région d'Oran. University, Algiers, Algeria.

Dia A., Duponnois R. (2012) – *Le projet majeur africain de la Grande Muraille Verte: concepts et mise en œuvre*. IRD Editions.

Diagne N. (2016) – Optimisation des couples Casuarina/champignons mycorrhiziens arbusculaires/bactéries fixatrices d'azote pour la valorisation agro-sylvo-pastorale des écosystèmes dégradés par le sel. CENTRE NATIONAL DE RECHERCHE AGRONOMIQUE (CNRA).

Diagne N., Arumugam K., Ngom M., Nambiar-Veetil M., Franche C., Narayanan K.K., Laplace L. (2013a) – Use of Frankia and actinorhizal plants for degraded lands reclamation. *BioMed research international*, **2013**.

Diagne N., Baudoin E., Svistoonoff S., Ouattara C., Diouf D., Kane A., Ndiaye C., Noba K., Bogusz D., Franche C., Duponnois R. (2018) – Effect of native and allochthonous arbuscular mycorrhizal fungi on *Casuarina equisetifolia* growth and its root bacterial community. *Arid Land Research and Management*, **32**, 212–228.

Diagne N., Diouf D., Svistoonoff S., Kane A., Noba K., Franche C., Bogusz D., Duponnois R. (2013b) – Casuarina in Africa: Distribution, role and importance of arbuscular mycorrhizal, ectomycorrhizal fungi and Frankia on plant development. *Journal of Environmental Management*, **128**, 204–209.

Diagne N., Diouf D., Svistoonoff S., Kane A., Noba K., Franche C., Bogusz D., Duponnois R. (2013c) – Casuarina in Africa: Distribution, role and importance of arbuscular mycorrhizal, ectomycorrhizal fungi and Frankia on plant development. *Journal of Environmental Management*, **128**, 204–209.

Diallo M.D., Mahamat-Saleh M., Goalbaye T., Diop L., Wade T.I., Niang K., Diop A., Guisse A. (2015a) – Chute et décomposition de la litière de cinq espèces ligneuses et leur influence sur la biomasse herbacée dans la zone Nord Ferlo du Senegal. *J. Rech. Sci. Univ. Lomé (Togo)*, 1–18.

Diallo M.D., Ndiaye O., Saleh M.M., Tine A., Diop A., Guisse A. (2015b) – Étude comparative de la salinité de l'eau et des sols dans la zone nord des Niayes (Sénégal). *African Crop Science Journal*, **23**, 101–111.

Diop T., Ndiaye R., Sow S.A. (2019) – Analyse des effets du phosphogypse et du fumier sur la salinité de la cuvette de Ndiol dans le Delta du fleuve Sénégal. , 10.

Diouf D., Duponnois R., Ba A.T., Neyra M., Lesueur D. (2005) – Symbiosis of Acacia

auriculiformis and *Acacia mangium* with mycorrhizal fungi and *Bradyrhizobium* spp. improves salt tolerance in greenhouse conditions. *Functional plant biology*, **32**, 1143–1152.

Diouf D., Fall D., Kane A., Bakhoun N., Ba A.T., Ba A.M., Duponnois R. (2013) – Effet de l'inoculation avec des souches de *Mesorhizobium* sp. et/ou des champignons micorhiziens à arbuscules sur la croissance et la nutrition minérale de plants d'*Acacia seyal* Del. , 28.

Diouf D., Sy M.O., Gherbi H., Bogusz D., Franche C. (2008) – Casuarinaceae. In: , pp. 279–292.

Djerah A., Oudjehih B. (2015) – EFFECT OF SALT STRESS ON THE GERMINATION OF SIXTEEN VARIETIES OF BARLEY. , 9.

Djighaly P.I. (2019) – Optimisation de l'association Casuarina/ champignons mycorrhiziens à arbuscules et/ou bactéries fixatrices d'azote pour la réhabilitation de terres salines au Sénégal. Thèse de doctorat unique Thesis. UNIVERSITE ASSANE SECK DE ZIGUINCHOR.

Djighaly P.I., Diagne N., Ngom M., Ngom D., Hoher V., Fall D., Diouf D., Laplaze L., Svistoonoff S., Champion A. (2018) – Selection of arbuscular mycorrhizal fungal strains to improve *Casuarina equisetifolia* L. and *Casuarina glauca* Sieb. tolerance to salinity. *Annals of Forest Science*, **75**, 72.

Djighaly P.I., Ngom D., Diagne N., Fall D., Ngom M., Diouf D., Hoher V., Laplaze L., Champion A., Farrant J.M. (2020) – Effect of *Casuarina* Plantations Inoculated with Arbuscular Mycorrhizal Fungi and *Frankia* on the Diversity of Herbaceous Vegetation in Saline Environments in Senegal. *Diversity*, **12**, 293.

Dubey A., Verma A.K. (2019) – Salinity Stress-Dependent Coordination of Metabolic Networks in Relation to Salt Tolerance in Plants. In: *Microorganisms in Saline Environments: Strategies and Functions* (eds Giri B, Varma A), pp. 401–422. Springer International Publishing, Cham.

Duponnois R., Bâ A.M., Prin Y., Baudoin E., Galiana A., Dreyfus B. (2010) – Les champignons mycorrhiziens: une composante majeure dans les processus biologiques régissant la stabilité et la productivité des écosystèmes forestiers tropicaux.

Duponnois R., Hafidi M., Ndoeye I., Ramanankierana H., Bâ A.M. (2013) – Généralités sur la symbiose mycorrhizienne : introduction. , 38.

Egamberdieva D., Renella G., Wirth S., Islam R. (2010) – Secondary salinity effects on soil microbial biomass. *Biology and Fertility of Soils*, **46**, 445–449.

El-Tahir B.A., El-Hag F.M., Madibo G.M., El-Wakeel A.S. (2004) – Influence of *Acacia senegal*, *A. seyal* and *A. tortilis* on some properties of sandy soil in North Kordofan State,

Sudan. *University of Khartoum Journal of Agricultural Sciences (Sudan)*.

Evelin H., Kapoor R. (2014) – Arbuscular mycorrhizal symbiosis modulates antioxidant response in salt-stressed *Trigonella foenum-graecum* plants. *Mycorrhiza*, **24**, 197–208.

Fageria N.K., Stone L.F., Santos A.B. dos (2012) – Breeding for Salinity Tolerance. In: *Plant Breeding for Abiotic Stress Tolerance* (eds Fritsche-Neto R, Borém A), pp. 103–122. Springer Berlin Heidelberg, Berlin, Heidelberg.

Faghire M. (2012) – Rôle des microorganismes symbiotiques (cas des rhizobia) dans l'amélioration de la production agricole de *Phaseolus vulgaris* sous stress salin. Thèse de Doctorat, Faculté des Sciences et Techniques de Marrakech.

Fall D., Diouf D., Neyra M., Diouf O., Diallo N. (2009) – Physiological and biochemical responses of *Acacia seyal* (Del.) seedlings under salt stress conditions. *Journal of plant nutrition*, **32**, 1122–1136.

Fanne M.L. (2014) – Contribution à l'étude des services écosystémiques de la mangrove dans la communauté rurale de Palmarin Facao/Région de Fatick, Sénégal. Mémoire. UCAD.

FAO (2005) – *SALT-AFFECTED SOILS FROM SEA WATER INTRUSION: STRATEGIES FOR REHABILITATION AND MANAGEMENT*. Bangkok, Thailand,.

FAO (2016) – La salinisation et la sodification du sol. , 2.

FAO (2017) – Directives volontaires pour une gestion durable des sols.

Faye E., Camara M., Toure M., Mbaye A. (2015) – Evaluation et amélioration du comportement de *Atriplex lentiformis* (Torr.) S. Watson en milieux salés au Sénégal. *International Journal of Biological and Chemical Sciences*, **8**, 1697.

Faye E., Toure M.A., Diatta M., Sarr M. (2019a) – [Performance of *Tamarix aphylla* (L.) H.Karst. var *erectus* on salty acid sulphate soils of Ndiassate terroir, Kaolack (Senegal)]. , **40**, 9.

Faye E., Touré M.A., Diouf Y.K. (2019b) – Effets du stress salin sur la germination des graines de *Jatropha curcas* L. *VertigO - la revue électronique en sciences de l'environnement*.

Foucault A., Raoult J.-F. (2000) – Dictionnaire de géologie. *Dunod, Paris*.

Galloway J.N., Aber J.D., Erisman J.W., Seitzinger S.P., Howarth R.W., Cowling E.B., Cosby B.J. (2003) – The nitrogen cascade. *Bioscience*, **53**, 341–356.

Ganguli N.K., Kennedy I.R. (2013) – Indigenous actinorhizal plants of Australia. *Journal of Biosciences*, **38**, 749–759.

Gtari M., Nouioui I., Sarkar I., Ghodhbane-Gtari F., Tisa L.S., Sen A., Klenk H.-P.

(2019) – An update on the taxonomy of the genus *Frankia* Brunchorst, 1886, 174 AL. *Antonie van Leeuwenhoek*, **112**, 5–21.

Hamdoud N. (2012) – Effet du stress salin sur la croissance et la physiologie de la févère (*vicia faba* L.). Algérie.

Hanana M., Cagnac O., Zarrouk M., Blumwald E. (2009) – Rôles biologiques des antiports vacuolaires NHX : acquis et perspectives d'amélioration génétique des plantes. *Botany*, **87**, 1023–1035.

Hanana M., Hamrouni L., Cagnac O., Blumwald E. (2011) – Mécanismes et stratégies cellulaires de tolérance à la salinité (NaCl) chez les plantes. *Environmental Reviews*, **19**, 121–140.

Harter B., Motis T. (2016) – Comprendre les sols affectés par le sel. *ECHOcommunity*.

Hashem A., Abd_Allah E.F., Alqarawi A.A., Aldubise A., Egamberdieva D. (2015) – Arbuscular mycorrhizal fungi enhances salinity tolerance of *Panicum turgidum* Forssk by altering photosynthetic and antioxidant pathways. *Journal of Plant Interactions*, **10**, 230–242.

Hauser F., Horie T. (2010) – A conserved primary salt tolerance mechanism mediated by HKT transporters: a mechanism for sodium exclusion and maintenance of high K⁺/Na⁺ ratio in leaves during salinity stress. *Plant, cell & environment*, **33**, 552–565.

Hocher V., Auguy F., Bogusz D., Doumas P., Franche C., Gherbi H., Laplaze L., Obertello M., Svistoonoff S. (2009) – Les symbioses actinorhiziennes fixatrices d'azote : un exemple d'adaptation aux contraintes abiotiques du sol. *Cahiers Agricultures*, **18**, 498–505.

Hocher V., Ngom M., Carré-Mlouka A., Tisseyre P., Gherbi H., Svistoonoff S. (2019) – Signalling in actinorhizal root nodule symbioses. *Antonie van Leeuwenhoek*, **112**, 23–29.

IPTRID (2006). Electronic conference on salinization : extension of salinization and strategies of prevention and rehabilitation. Project CISEAU.

Jorge T.F., Duro N., Da Costa M., Florian A., Ramalho J.C., Ribeiro-Barros A.I., Fernie A.R., António C. (2017) – GC-TOF-MS analysis reveals salt stress-responsive primary metabolites in *Casuarina glauca* tissues. *Metabolomics*, **13**, 95.

Jorge T.F., Tohge T., Wendenburg R., Ramalho J.C., Lidon F.C., Ribeiro-Barros A.I., Fernie A.R., António C. (2019) – Salt-stress secondary metabolite signatures involved in the ability of *Casuarina glauca* to mitigate oxidative stress. *Environmental and Experimental Botany*, **166**, 103808.

Karoune S., Kechebar M.S.A., Halis Y., Djellouli A. (2017) – Effet du stress salin sur la morphologie, la physiologie et la biochimie de l'*Acacia albida*. , 14.

- Kosová K., Prášil I., Vítámvás P. (2013)** – Protein Contribution to Plant Salinity Response and Tolerance Acquisition. *International Journal of Molecular Sciences*, **14**, 6757–6789.
- Lacharme M. (2001)** – Le contrôle de la salinité dans les rizières. , 20.
- LADA (2009)**. Field Manual for Local Level Land Degradation Assessment in Drylands. LADA-L Part 1: Methodological Approach, Planning and Analysis, Rome: FAO. 76 pp.
- LCA (2008)** – Guide pratique : comprendre et utiliser les analyses agro-environnementales.
- Lefevre T., Renaud F., Selosse M., Thomas F., Bernstein C., Broennimann O., Charlat S., de Mazancourt C., De Meeûs T., Fleury F., Fritz H., Gandon S., Gaillard J.-M., Gibernau M., Hautier Y., Hurthrez-Broussès S., Lecomte N., Loison A., Moller A., Shykoff J. (2010)** – Evolution des interactions entre espèces. , 84.
- Legros J.-P. (2007)** – *Les grands sols du monde*. PPUR presses polytechniques.
- Legros J.-P. (2009)** – La salinsation des terres dans le monde. In: *Proc. Academie des Sciences et Lettres de Montpellier Conf. n*, pp. 257–269.
- Luciens N.K., Yannick U.S., Michel M.M., David B.M., Emery K.L., Louis B.L. (2012)** – Effets des apports des doses variées de fertilisants inorganiques (NPKS et Urée) sur le rendement et la rentabilité économique de nouvelles variétés de *Zea mays* L. à Lubumbashi, Sud-Est de la RD Congo. *Journal of Applied Biosciences*, **59**, 4286–4296.
- Ly M.O., Kumar D., Diouf M., Nautiyal S., Diop T. (2014)** – Effet de la salinité sur la croissance et la production de biomasse de deux provenances de *Jatropha curcas* L. cultivés en serre. *International Journal of Biological and Chemical Sciences*, **8**, 46–56.
- Manga A., Ndiaye F., Diop T.A. (2017)** – Le champignon arbusculaire *Glomus aggregatum* améliore la nutrition minérale de *Acacia seyal* soumis au stress salin progressif. *International Journal of Biological and Chemical Sciences*, **11**, 14.
- Martínez M.L., Gallego-Fernández J.B., Hesp P. (Eds.) (2013)** – *Restoration of coastal dunes*. Springer, Heidelberg.
- Mermoud A. (2006)** – Cours de physique du sol: Maîtrise de la salinité des sols. *Ecole polytechnique fédérale de Lausanne*, **23**.
- Montanarella L., Pennock D., Mckenzie N., Alavipanah S.K., Alegre J., Alshankiti A., Arrouays D., Aulakh M.S., Badraoui M., Costa I.D.S.B. (2016)** – *Etat des Ressources en Sols dans le Monde (Résumé technique)*.
- Mulder L., Hogg B., Bersoult A., Cullimore J.V. (2005)** – Integration of signalling pathways in the establishment of the legume- rhizobia symbiosis. *Physiologia Plantarum*, **123**, 207–218.

- Munns R., Tester M. (2008)** – Mechanisms of salinity tolerance. *Annu. Rev. Plant Biol.*, **59**, 651–681.
- Ndione A.S. (2014)** – Impact de la salinisation des terres dans la Commune de Palmarin. Mémoire. UCAD.
- NEHILA A. (2016)** – Symbioses telluriques : Role et mécanisme de tolérance aux stress abiotiques. These de doctorat Thesis. UNIVERSITE D'ORAN.
- Ngom M.C. (2017)** – Impact du broyat de nodules, du sol sous couvert et du compost de filao sur la tolérance au sel des Casuarina. Mémoire de master. Université Assane Seck de Ziguinchor.
- Ngom M., Oshone R., Diagne N., Cissoko M., Svistoonoff S., Tisa L.S., Laplaze L., Sy M.O., Champion A. (2016)** – Tolerance to environmental stress by the nitrogen-fixing actinobacterium *Frankia* and its role in actinorhizal plants adaptation. *Symbiosis*, **70**, 17–29.
- BEN NJA R. (2014)** – Effet d'un stress salin sur la teneur en polymères pariétaux dans les feuilles de luzerne (*Medicago sativa* cv Gabès) et sur la distribution dans les cellules de transfert des fines nervures. UNIVERSITE DE LIMOGES ET DE CARTHAGE.
- OMOURI O. (2009)** – Contribution à l'étude de la réhabilitation au laboratoire des sols salsodiques des palmeraies de la région d'In Salah par l'utilisation du phosphogypse.
- Oshone R., Mansour S.R., Tisa L.S. (2013)** – Effect of salt stress on the physiology of *Frankia* sp strain Ccl6. *Journal of biosciences*, **38**, 699–702.
- Peix A., Ramírez-Bahena M.H., Velázquez E., Bedmar E.J. (2015)** – Bacterial associations with legumes. *Critical Reviews in Plant Sciences*, **34**, 17–42.
- Perrine-Walker F., Gherbi H., Imanishi L., Hoher V., Ghodhbane-Gtari F., Lavenus J., Meriem Benabdoun F., Nambiar-Veetil M., Svistoonoff S., Laplaze L. (2011)** – Symbiotic signaling in actinorhizal symbioses. *Current Protein and Peptide Science*, **12**, 156–164.
- Petretto G.L., Urgeghe P.P., Massa D., Melito S. (2019)** – Effect of salinity (NaCl) on plant growth, nutrient content, and glucosinolate hydrolysis products trends in rocket genotypes. *Plant Physiology and Biochemistry*, **141**, 30–39.
- Philippe (dir.) J. (2009)** – *Ecosystèmes forestiers des Caraïbes*. KARTHALA Editions.
- PLD (2015)** – PALMARIN.
- Plett D., Möller I.S. (2010)** – Na⁺ transport in glycophytic plants: what we know and would like to know. *Plant, Cell & Environment*, **33**, 612–626.
- Pongrac P., Vogel-Mikuš K., Kump P., Nečemer M., Tolrà R., Poschenrieder C., Barceló J., Regvar M. (2007)** – Changes in elemental uptake and arbuscular mycorrhizal colonisation

during the life cycle of *Thlaspi praecox* Wulfen. *Chemosphere*, **69**, 1602–1609.

Qadir M., Quill  rou E., Nangia V., Murtaza G., Singh M., Thomas R.J., Drechsel P., Noble A.D. (2014) – Economics of salt- induced land degradation and restoration. In: *Natural resources forum*, pp. 282–295. Wiley Online Library.

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.

Ramade F. (2009) – *El  ments d’écologie:   cologie fondamentale*. Dunod.

Ribeiro-Barros A.I., Catarino S., Moura I., Ramalho J.C., Romeiras M.M., Ghodhbane-Gtari F. (2019) – Actinorhizal trees and shrubs from Africa: distribution, conservation and uses. *Antonie van Leeuwenhoek*, **112**, 31–46.

Rietz D., Haynes R. (2003) – Effects of irrigation-induced salinity and sodicity on soil microbial activity. *Soil Biology and Biochemistry*, **35**, 845–854.

Rodríguez-Navarro D.N., Dardanelli M.S., Ru  z-S  n  z J.E. (2007) – Attachment of bacteria to the roots of higher plants. *FEMS microbiology letters*, **272**, 127–136.

Saidou O., Douma S., Djibo A.Z., Fortina R. (2010) – Analyse du peuplement herbacé de la station sahélienne expérimentale de Toukounous (Niger): composition floristique et valeur pastorale. *S  cheresse*, **21**, 154–60.

Sayed W.F. (2011) – Improving Casuarina growth and symbiosis with Frankia under different soil and environmental conditions—review. *Folia Microbiologica*, **56**, 1–9.

Schneider A., Huyghe C. (2015) – *Les légumineuses pour des systèmes agricoles et alimentaires*. Editions Quae.

SELAMI N. (2017) – Cours de Biotechnologie et Génomique végétale: ASSOCIATIONS SYMBIOTIQUES. Université des Sciences et de la Technologie D’Oran Mohamed Boudiaf, **53**.

Selosse M.-A., Richard F., He X., Simard S.W. (2006) – Mycorrhizal networks: des liaisons dangereuses? *Trends in Ecology & Evolution*, **21**, 621–628.

Shrivastava P., Kumar R. (2015) – Soil salinity: a serious environmental issue and plant growth promoting bacteria as one of the tools for its alleviation. *Saudi journal of biological sciences*, **22**, 123–131.

Singh R.B. (2000) – Environmental consequences of agricultural development: a case study from the Green Revolution state of Haryana, India. *Agriculture, ecosystems & environment*, **82**, 97–103.

- Singh K. (2016)** – Microbial and Enzyme Activities of Saline and Sodic Soils. *Land Degradation & Development*, **27**, 706–718.
- Smith S.E., Read D.J. (2010)** – *Mycorrhizal symbiosis*. Academic press.
- Souguir D., Jouzdan O., Khouja M.L. (2013)** – Suivi de la croissance d’Aloe vera en milieu salin : Parcelle de Kalaât Landelous (Tunisie). *Etude et Gestion des Sols*, **8**.
- Srivastava A., Singh S.S., Mishra A.K. (2013)** – Sodium transport and mechanism (s) of sodium tolerance in Frankia strains. *Journal of basic microbiology*, **53**, 163–174.
- Stürmer S.L. (2012)** – A history of the taxonomy and systematics of arbuscular mycorrhizal fungi belonging to the phylum Glomeromycota. *Mycorrhiza*, **22**, 247–258.
- Takhtajan A. (2009)** – *Flowering Plants*. Springer Science & Business Media.
- Tchang V. (2018)** – la phytoremédiation des sols dans le sertão Brésilien. Essaie thesis. Université de sherbrooke, montréal, québec, canada,.
- Tedersoo L., May T.W., Smith M.E. (2010)** – Ectomycorrhizal life style in fungi: global diversity, distribution, and evolution of phylogenetic lineages. *Mycorrhiza*, **20**, 217–263.
- Thiem D., Gołębiewski M., Hulisz P., Piernik A., Hryniewicz K. (2018)** – How does salinity shape bacterial and fungal microbiomes of *Alnus glutinosa* roots? *Frontiers in microbiology*, **9**, 651.
- Turner B.L. (2008)** – Resource partitioning for soil phosphorus: à hypothesis. *Journal of Ecology*, **96**, 698–702.
- Uozumi N., Kim E.J., Rubio F., Yamaguchi T., Muto S., Tsuboi A., Bakker E.P., Nakamura T., Schroeder J.I. (2000)** – The Arabidopsis HKT1 gene homolog mediates inward Na⁺ currents in *Xenopus laevis* oocytes and Na⁺ uptake in *Saccharomyces cerevisiae*. *Plant physiology*, **122**, 1249–1260.
- Varma A. (Ed.) (2008)** – *Mycorrhiza: state of the art, genetics and molecular biology, eco-function, biotechnology, eco-physiology, structure and systematics*. Springer, Berlin.
- WAC (2002)** – Agroforestry Database. Nairobi, Kenya: ICRAF.
- WAC (2005)** – Agroforestry database, Nairobi, Kenya.
- Walker V., Bertrand C., Bellvert F., Moënné- Loccoz Y., Bally R., Comte G. (2011)** – Host plant secondary metabolite profiling shows a complex, strain- dependent response of maize to plant growth- promoting rhizobacteria of the genus *Azospirillum*. *New Phytologist*, **189**, 494–506.
- Wall L.G. (2000)** – The actinorhizal symbiosis. *Journal of plant growth regulation*, **19**, 167–182.

- Yan N., Marschner P., Cao W., Zuo C., Qin W. (2015)** – Influence of salinity and water content on soil microorganisms. *International Soil and Water Conservation Research*, **3**, 316–323.
- Yélémou B., Dayamba S.D., Bambara D., Yaméogo G., Assimi S. (2013)** – Soil carbon and nitrogen dynamics linked to Piliostigma species in ferugino-tropical soils in the Sudano-Sahelian zone of Burkina Faso, West Africa. *Journal of forestry research*, **24**, 99–108.
- Zhong C., Mansour S., Nambiar-Veetil M., Bogusz D., Franche C. (2013)** – Casuarina glauca: A model tree for basic research in actinorhizal symbiosis. *Journal of Biosciences*, **38**, 815–823.
- Zhu R.-F., Tang F., Liu J., Liu F.-Q., Deng X.-Y., Chen J.-S. (2016)** – Co-inoculation of arbuscular mycorrhizae and nitrogen fixing bacteria enhance alfalfa yield under saline conditions. *Pakistan Journal of Botany*, **48**, 763–769.
- Zinck J.A., Metternicht G. (2008)** – Soil salinity and salinization hazard. *Remote sensing of soil salinization*, 3–18.

ANNEXES

1) Classement des familles selon leur contribution spécifique

Sites	Familles	Nombre d'espèces Sous couvert	Contribution (%)	Nombre d'espèces hors couvert	contribution (%)
Plantation Casuarina 2016	<i>Poaceae</i>	11	45,83	7	41,17
	<i>Malvaceae</i>	2	8,33	1	5,88
	<i>Cyperaceae</i>	2	8,33	2	11,76
	<i>Asteraceae</i>	2	8,33	2	11,76
	<i>Convolvulaceae</i>	1	4,16	1	5,88
	<i>Fabaceae</i>	1	4,16	—	—
	<i>Acanthaceae</i>	1	4,16	1	5,88
	<i>Amaranthaceae</i>	1	4,16	1	5,88
	<i>Plantaginaceae</i>	1	4,16	1	5,88
	<i>Gentianaceae</i>	1	4,16	1	5,88
	<i>Phyllanthaceae</i>	1	4,16	—	—
Total	11	24	100	17	100

2) Classement des familles selon leur contribution spécifique

Sites	Famille	Nbre d'esp Sous couvert	Contribution(%)	Nbre d'esp Hors couvert	Contribution(%)
Plantaton Casuarina 2013	<i>Poaceae</i>	7	31,81	7	35
	<i>Asteraceae</i>	2	9,09	1	10
	<i>Cyperaceae</i>	3	13,63	2	10
	<i>Malvaceae</i>	1	4,54	2	5
	<i>Convolvulaceae</i>	1	4,54	1	5
	<i>Fabaceae</i>	1	4,54	1	5
	<i>Aizoaceae</i>	1	4,54	—	—
	<i>Acanthaceae</i>	1	4,54	1	5
	<i>Amaranthaceae</i>	1	4,54	1	5
	<i>Sterculiaceae</i>	1	4,54	—	—
	<i>Plantaginaceae</i>	1	4,54	1	5
	<i>Gentianaceae</i>	1	4,54	1	5
	<i>Apocynaceae</i>	—	—	1	5
	<i>Phyllanthaceae</i>	1	4,54	1	5
Total	14	22	100	20	100

