



République Algérienne Démocratique Et Populaire
وزارة التعليم العالي والبحث العلمي
Ministère De L'enseignement Supérieur Et De La Recherche Scientifique



Université Constantine 1 Frères Mentouri
Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie

جامعة قسنطينة 1 الإخوة منتوري
كلية علوم الطبيعة والحياة

Département : Biologie végétale

قسم : بيولوجيا النبات

Mémoire présenté en vue de l'obtention du Diplôme de Master

Domaine : Sciences de la Nature et de la Vie

Filière : Sciences Biologiques

Spécialité : biologie et physiologie de la reproduction

N° d'ordre :

N° de série :

Intitulé :

Impact d'une souche de *Rhizobium* sur deux
variétés de petit pois (*Pisum sativum*) en condition
de stress salin.

Présenté par : TIFOUTI Nour el houda

Le : 25/06/2024

BEHOUHOU Nada

Jury d'évaluation :

Président : GHORRI S. – (MCA - U Constantine 1 Frères Mentouri).

Encadrant : AMINE KHODJA I. R. – (MCB U Constantine 1 Frères Mentouri).

Examineur(s) : HAYOUN H.. (MAB - U Constantine 1 Frères Mentouri).

Année universitaire
2024 - 2025

Remerciements

Je tiens à exprimer ma profonde gratitude à toutes les personnes qui ont contribué, de près ou de loin, à la réalisation de ce mémoire de Master.

Avant tout, je remercie Allah, Le Tout-Puissant, de m'avoir donné la force, la patience et la persévérance nécessaires pour mener à bien ce travail.

Je souhaite exprimer ma sincère reconnaissance à mon encadrant, Mme AMINE KHODJA Ihsene, pour sa disponibilité constante, ses conseils judicieux et son accompagnement bienveillant tout au long de cette recherche. Ses remarques pertinentes et son soutien m'ont été d'une aide précieuse.

Nous tenons à remercier Mme. Nacira RIAH de nous avoir donné une des souches de Rhizobium qu'elle a isolé pendant son travail de thèse.

Je remercie également Mme GHORRI, Président du jury, pour l'intérêt qu'il a bien voulu porter à ce mémoire, ainsi que Mme HAYOUN H, examinateur pour ses remarques constructives et enrichissantes.

Je tiens aussi à remercier l'ensemble des enseignants, chercheurs, techniciens et personnels administratifs du laboratoire de Biochimie, Biotechnologie et Génétique Végétale de l'Université Constantine 1, pour leur accueil chaleureux, leur assistance technique et l'environnement propice qu'ils offrent à la recherche scientifique.

Mes pensées reconnaissantes vont également à mes camarades et amis pour leur soutien, leur bonne humeur, les échanges d'idées et les moments de complicité qui ont rendu cette aventure plus humaine et

motivante.

Je ne saurais conclure ces remerciements sans adresser une dédicace toute particulière à mes parents. À vous, chers parents, je dois tout. Merci pour votre amour inconditionnel, votre patience, vos sacrifices et vos prières. Votre confiance en moi et votre soutien moral inébranlable ont été la clé de ma réussite. Que ce travail soit le reflet de votre éducation, de vos valeurs et de votre lumière dans ma vie.

Je dédie également ce mémoire à toute ma famille, à mes frères et sœurs, pour leur présence constante, leurs encouragements sincères et leur tendresse. Vous avez toujours été une source de motivation et de réconfort dans les moments difficiles.

Enfin, à mes amis proches, merci pour vos mots d'encouragement, vos sourires et votre écoute. Vous avez été là quand j'en avais besoin, et c'est grâce à vous que cette étape importante a été vécue avec sérénité et enthousiasme.

Liste des figures

Figure 1: Morphologie de la plante de pois. (<i>Anonyme</i> , 1893. “ <i>Field and garden pea (Pisum sativum)</i> ”. Planche botanique dans <i>Atlas des plantes de France</i> , gravure coloriée à la main. Album Archivo, Barcelone.)	5
Figure 2 : Représentation des différents types de feuilles chez le pois.....	6
Figure 3 Représentation fleur de pois (Modèle de pois, <i>Pisum sativum</i> - Musée virtuel Photo3D).....	7
Figure 4 : Représentation d’une gousse	7
Figure 5: une graine de pois.....	8
Figure 6: Parties d'usine Morphologie d'usine de pois avec des fruits, des fleurs, des feuilles de vert et le système de racine d'isolement	9
Figure 7 : Observation du cycle de vie de petit pois (Le cycle de vie du petit pois – illustration 1 », <i>Assistancescolaire.com</i> , Base documentaire en sciences, édition 2000–2025.....	11
Figure 8 : les graines d’Aviron	29
Figure 9 : les graines de Sefrou 1	29
Figure 10 : substrat de culture Mélange tourbe et sable	29
Figure 11 : Culture de la souche <i>R. laguerreae</i> sur milieu YEM.....	30
Figure 12 : inoculation des plantes en ajoutant 1 mL de l’inoculum par plante.	31
Figure 13 : arrosages des plantes en utilisant la solution saline.....	31
Figure 15: la récolte	32
Figure 16 : Mesure du poids frais et sec des parties aériennes	32
Figure 17 : Récolte de la troisième feuille de chaque plante et conservation dans de l’azote liquide.....	33
Figure 18: illustre le contrôle de la hauteur des plantes effectué durant l’expérimentation.	36
Figure 19 : Effets de <i>Rhizobium laguerreae</i> sur la hauteur, le nombre de feuilles vertes et jaunes, ainsi que sur le nombre de tiges en conditions de stress salin.	36
Figure 20: Effet de <i>R. laguerreae</i> sur la biomasse fraîche des plantes sous stress salin	37
Figure 21: Effet de <i>R. laguerreae</i> sur la biomasse sèche des plantes sous stress salin	38

Figure 22 : Effet de *R. laguerreae* sur la teneur totale en chlorophylle.....39

Figure 23 : Teneur en H₂O₂ sous stress salin chez les plantes inoculées et non inoculées.....40

Liste du tableau :

Table 1 : Classification taxonomique du petit pois	4
---	---

Liste des abréviations

BNF	Fixation biologique de l'azote
Chl a	Chlorophylle a
Chl b	Chlorophylle b
ChlT	Chlorophylle totale
H ₂ O ₂	Peroxyde d'hydrogène
HCN	Acide cyanhydrique (composé produit par certaines bactéries)
LCOs	Lipo-chitooligosaccharides (facteurs de nodulation)
NaCl	Chlorure de sodium
Na ⁺	Ion sodium
N ₂	Azote moléculaire (forme gazeuse)
NH ₄ ⁺	Ion ammonium (forme assimilable de l'azote)
NO ₃ ⁻	Ion nitrate
PF	Poids frais
PS	Poids sec
PGPR	Rhizobactéries promotrices de croissance des plantes
R. laguerreae	Rhizobium laguerreae
R. leguminosarum	Rhizobium leguminosarum
RC	Réponse de croissance
ROS	Espèces Réactives de l'Oxygène (Reactive Oxygen Species)
YEM	Yeast Extract Mannitol (milieu de culture)
dS/m	DéciSiemens par mètre (unité de conductivité électrique)

Table des matières

Introduction.....	1
Chapitre I : Revue bibliographique	
I .1 Les petit pois	4
I.1.1. Généralité sur les petit pois :(origine et historique)	4
I.1.2Botanique du petit pois	4
I.1.2.1 Classification du petit pois	4
I.1.2.2 Description générale de la plante	5
I.1.3 Écologie du petit pois	9
I.1.4 Production du petit pois.....	10
I.1.5 Cycle de développement de petit pois	11
I.1.5.1 Germination	11
I.1.5.2 Stade végétatif.....	12
I.1.5.3 Floraison.....	12
I.1.5.4 Formation des gousses et graine.....	12
I.1.6 Les maladies et ravageurs du pois	13
I.1.6.1 Les maladies	13
I.1.6.2 Les ravageurs du Pois	13
I.1.7 Intérêt du Pois.....	14
I.2 Le stress salin	15
I.2.1 Généralité	15
I.2.1.1 Le stress des plantes	15
I.2.1.2 Définition et caractéristiques du stress.....	16
I.2.2 Les effets du stress salin.....	17
I.2.2.1 Effets sur la germination des graines et le développement précoce.....	17
I.2.2.2 Effets sur la photosynthèse et les processus physiologiques	18
I.2.2.3 Effets morphologiques et anatomiques	20

I.2.2.4 Effets sur la nutrition minérale et les relations hydriques	21
I.2.3 Mécanismes de résistance des plantes au stress salin.....	22
I.2.4 Intégration physiologique et interactions avec le stress	24
I.2.5 Conséquences pour la durabilité agricole	25
I.3 Rhizobia.....	25
I.3.1 La symbiose Rhizobienne fixatrice d'azote.....	26
I.3.2 Rhizobium et non-légumineuses	26
Chapitre II : Matériel et Méthode	
II.1 Objectif de l'essai.....	28
II.2 Site expérimental.....	28
II.3 Matériels biologiques	28
II.3.1 Petits pois (<i>Pisum sativum</i> L.)	28
II.4 Méthodologie de travail.....	28
II.4.1 Stérilisation des graines.....	28
II.4.2 Préparation du substrat de culture et remplissage des pots	29
II.4.3 Préparation de l'inoculum	30
II.4.4 Transfert des graines dans les pots	30
II.4.5 Inoculation des graines.....	31
II.4.6 Application du stress salin	31
II.4.7 Détermination de la hauteur, le nombre de feuilles vertes et jaunes et le nombre de tige par plante	32
II.5 Récolte et collecte des données.....	32
II.5.2 Détermination de biomasses fraîche et sèches.....	32
II.5.4 Réponse de croissance (%).....	33
II.5.3 récoltez les parties de la plante et congelez-les avec de l'azote liquide	33
II.5.4 Dosage des pigments photosynthétiques (Chlorophylle a, b et total).....	33
II.5.5 Dosage du peroxyde d'hydrogène	34

Chapitre III : Résultat et discussion

III.1 Effets de <i>R. laguerreae</i> sur la hauteur et le nombre de feuilles vertes par plante sous stress	36
III.2 Effets de <i>R. laguerreae</i> sur la biomasse fraîche et sèche sous stress salin ...	37
III.3 Effet des <i>R. laguerreae</i> sur la teneur totale en chlorophylle sous stress salin	39
III.4 Effet des <i>R. laguerreae</i> sur la teneur en H₂O₂ sous déficit hydrique sous stress salin	40
Discussion générale	41
Annexe 1 : Préparation des solutions salines.....	45
Annexes 2 : Préparation du milieu	46
Annexe 3 : Préparation de la solution nutritive	47
Référence	49

Résumé :

Face aux défis croissants posés par la dégradation des sols, la salinisation et le changement climatique, les légumineuses à graines telles que le petit pois (*Pisum sativum* L.) jouent un rôle crucial dans l'agriculture durable. Dans ce contexte, cette étude s'est intéressée à l'impact de l'inoculation par *Rhizobium laguerreae* sur deux variétés locales de pois cultivées sous conditions de stress salin. L'expérimentation a été conduite en conditions contrôlées, sur deux variétés de petit pois : Aviron et Sefrou. Un stress salin a été appliqué pour évaluer les performances physiologiques et morphologiques des plantes. Les mesures ont été comparées entre les conditions traitées et non traitées, et entre les deux variétés. Les résultats ont révélé une nette amélioration des paramètres de croissance chez les plantes inoculées, même sous stress salin. La hauteur des plantes, le nombre de feuilles vertes et la biomasse étaient significativement plus élevés chez les plants inoculés. La variété Aviron a montré une réponse plus marquée à l'inoculation que Sefrou. Par ailleurs, la teneur en H₂O₂ a diminué chez les plantes traitées, traduisant une meilleure tolérance au stress oxydatif, tandis que la teneur en chlorophylle a été mieux maintenue chez les plants inoculés. Ces effets bénéfiques confirment l'intérêt de l'inoculation bactérienne pour atténuer les effets du stress salin. L'ensemble des résultats met en évidence l'efficacité de *Rhizobium laguerreae* dans l'amélioration de la croissance et de la résistance au stress salin chez le petit pois. Cette inoculation a permis d'optimiser les performances physiologiques des deux variétés testées, avec une supériorité pour Aviron. Ce travail illustre l'intérêt des approches agro-biologiques dans le développement de systèmes de culture durables, notamment dans les régions arides et semi-arides comme celles de l'Algérie.

Mots clés : *Rhizobium laguerreae*, stress salin, *Pisum sativum*

ملخص:

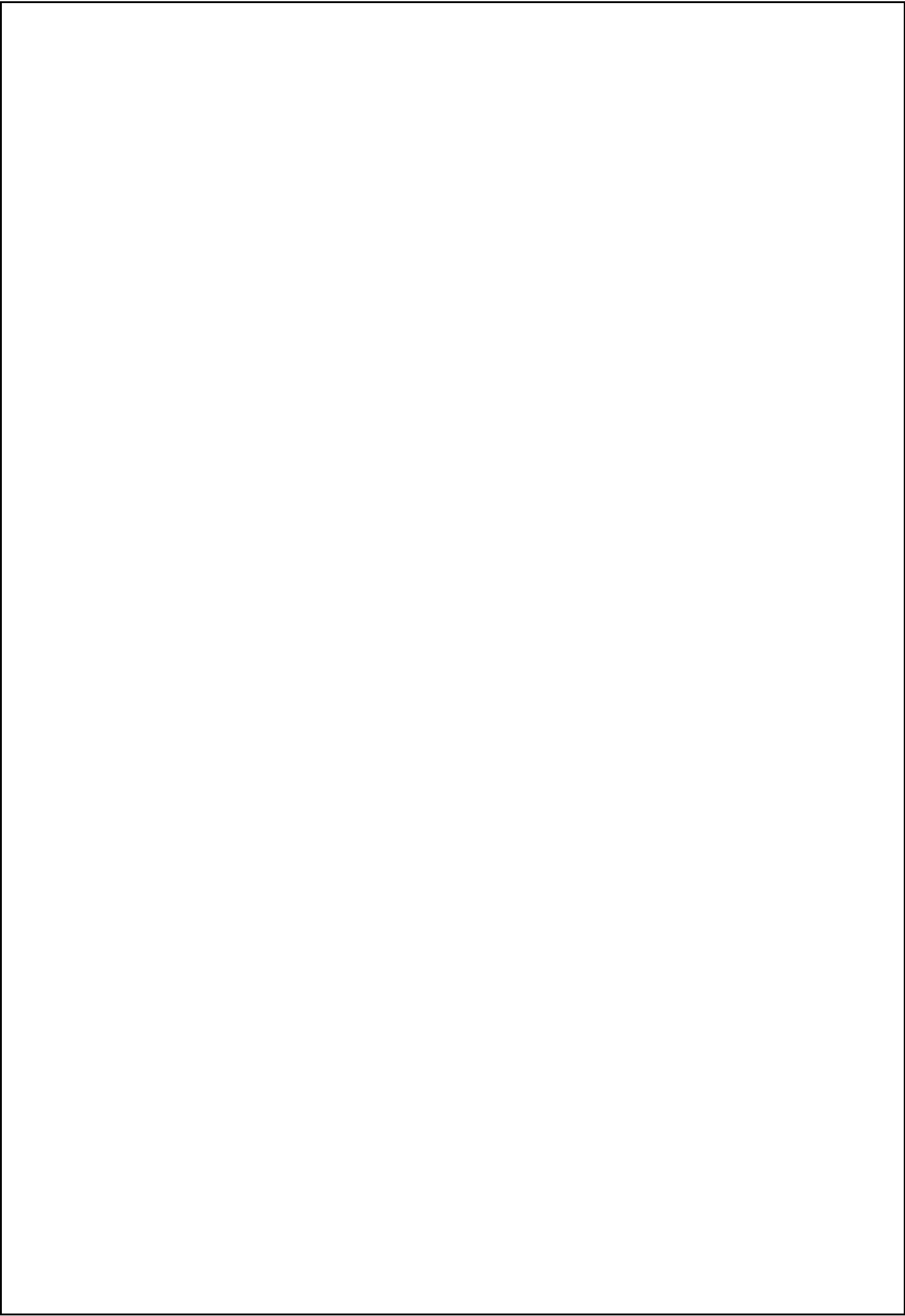
في مواجهة التحديات المتزايدة المتمثلة في تدهور التربة، والملوحة، وتغير المناخ، تلعب البقوليات الحبوبية، مثل البازلاء، دوراً محورياً في الزراعة المستدامة. في هذا السياق، بحثت هذه الدراسة تأثير تلقيح بكتيريا *Rhizobium laguerreae* على صنفين محليين من البازلاء يُزرعان تحت ضغط الملح. أُجريت التجربة في ظروف مُتحكم بها على صنفين من البازلاء: أفيرون وصفرو. طُبّق ضغط الملح لتقييم الأداء الفسيولوجي والمورفولوجي للنباتات. قورنت القياسات بين الظروف المعالجة وغير المعالجة، وبين الصنفين. أظهرت النتائج تحسناً ملحوظاً في معايير النمو في النباتات المُلقحة، حتى تحت ضغط الملح. كان ارتفاع النبات، وعدد الأوراق الخضراء، والكتلة الحيوية أعلى بشكل ملحوظ في النباتات المُلقحة. أظهر صنف أفيرون استجابةً أكثر وضوحاً للتلقيح مقارنةً بصنف صفرو. علاوة على ذلك، انخفض محتوى الماء في النباتات المُلقحة، مما يعكس تحملاً أفضل للإجهاد التأكسدي، بينما حافظت النباتات المُلقحة على محتوى الكلوروفيل بشكل أفضل. تؤكد هذه التأثيرات المفيدة أهمية التلقيح البكتيري في التخفيف من آثار الإجهاد الملحي. وبشكل عام، تُبرز النتائج فعالية بكتيريا الريزوبيوم لاغويري في تحسين نمو البازلاء ومقاومته للإجهاد الملحي. وقد حسّن هذا التلقيح الأداء الفسيولوجي للصنفين المختبرين، مع تفوق صنف أفيرون. يوضح هذا العمل أهمية الأساليب الزراعية الحيوية في تطوير أنظمة زراعية مستدامة، لا سيما في المناطق القاحلة وشبه القاحلة....

الكلمات المفتاحية: الريزوبيوم لاغويري - الإجهاد الملحي - البازلاء

Abstract

Faced with the growing challenges posed by soil degradation, salinization, and climate change, grain legumes such as peas (*Pisum sativum* L.) play a crucial role in sustainable agriculture. In this context, this study investigated the impact of *Rhizobium laguerreae* inoculation on two local peas varieties grown under salt stress. The experiment was conducted under controlled conditions on two peas varieties: Aviron and Sefrou. Salt stress was applied to assess the physiological and morphological performance of the plants. Measurements were compared between treated and untreated conditions, and between the two varieties. The results revealed a significant improvement in growth parameters in the inoculated plants, even under salt stress. Plant height, number of green leaves, and biomass were significantly higher in the inoculated plants. The Aviron variety showed a more pronounced response to inoculation than Sefrou. Furthermore, H₂O₂ content decreased in treated plants, reflecting better tolerance to oxidative stress, while chlorophyll content was better maintained in inoculated plants. These beneficial effects confirm the value of bacterial inoculation in mitigating the effects of salt stress. Overall, the results highlight the effectiveness of *Rhizobium laguerreae* in improving growth and resistance to salt stress in peas. This inoculation optimized the physiological performance of the two tested varieties, with Aviron being superior. This work illustrates the value of agrobiological approaches in developing sustainable cropping systems, particularly in arid and semi-arid regions such as Algeria.

Keywords: *Rhizobium laguerreae* - Salt stress- *Pisum sativum* L.



INTRODUCTION

Introduction

Dans le contexte actuel du monde en développement, où les urgences environnementales et alimentaires se succèdent, les légumineuses alimentaires jouent un rôle stratégique pour construire une agriculture durable et résistante. Ce sont des végétaux de la famille des Fabacées : ils font une symbiose avec des bactéries fixatrices de l'azote au niveau du sol, permettant ainsi une moindre utilisation d'engrais chimiques tout en fournissant au sol des éléments minéraux très nutritifs. Cette symbiose aide en outre à réduire les émissions de gaz à effet de serre et à renforcer la santé des écosystèmes agricoles, et donc son rôle économique et écologique (FAO, 2009).

Parmi les légumineuses, le pois (*Pisum sativum* L.) est l'une des plantes les plus importantes en raison de sa richesse nutritionnelle, à la fois en protéines et en fibres, vitamine A et vitamines B, phosphore magnésium zinc calcium fer cuivre ainsi qu'en éléments minéraux destinés à nourrir homme et animal. Pourtant, les cultures de pois sont menacées par de graves stress abiotiques, tels que la salinisation des sols qui touche aujourd'hui environ 20 % des terres irriguées dans le monde. La salinisation des sols, aggravée par un système d'irrigation inadapté et le changement climatique, élève prématurément les taux de sodium (Na^+) et de chlorure (Cl^-) dans le sol, ce qui provoque un stress osmotique et ionique qui empêche la germination, la croissance et le métabolisme des plantes, et donc nuit à leur production (Munns et Tester, 2008; FAO, 2009).

Dans cette région méditerranéenne particulièrement exposée aux stress abiotiques, grâce aux bactéries symbiotiques du genre *Rhizobium* (ou, plus largement, *rhizobiums*) que les effets négatifs du stress salin sont atténués. Ces bactéries sont capables de fixer l'azote même en conditions salines, améliorant ainsi la nutrition azotée des plantes et stimulant leur croissance.. De plus, chez le pois, cette symbiose induit également l'activation de voies antioxydantes et atténuent ainsi les dommages causés par les espèces réactives de l'oxygène (ERO) générées sous le stress salin. Cette interaction contribue à maintenir l'intégrité cellulaire, la stabilité membranaire et l'équilibre osmoprotecteur, entre autres par l'accumulation d'osmolytes comme la proline, une molécule protectrice.

Des vastes recherches effectuées sur les cultivars de pois que Sefrou (brome et robuste en réponse à une pluralité d'environnements), et Aviron (fumier son métier dans le monde semi- accidenté des agricultures alternatives) rendent possible les expériences sur l'évaluation des gènes de stress salin et l'efficacité symbiotique de ces derniers à rhizobium pour augmenter la tolérance. De nouveaux horizons sont ouverts par la découverte des mécanismes physiologiques, de la biochimie et des processus moléculaires de cette symbiose en améliorant la résistance des légumineuses de même que leur persévérance dans une situation où les terres sont devenues toujours plus stériles et le climat se chauffe.

Face à cette problématique, une question centrale se pose : l'inoculation des pois par *Rhizobium laguerreae* permet-elle d'améliorer la croissance et la tolérance au stress salin chez les variétés Aviron et Sefrou ? L'objectif de ce travail est donc d'évaluer l'impact de l'inoculation sur la croissance, la biomasse, les pigments photosynthétiques et la réponse au stress oxydatif chez les variétés *Aviron* et *Sefrou* cultivées sous stress salin. Il s'agit également de comparer leurs réponses respectives afin d'identifier la variété la plus tolérante, et d'enrichir ainsi les stratégies de gestion durable des cultures légumineuses dans les zones soumises à la salinité.

Chapitre I : Revue bibliographique

I.1 Les petit pois

I.1.1. Généralité sur les petit pois :(origine et historique)

Le petit pois (*Pisum sativum L.*), plante herbacée de la famille des Fabacées. Il s'agit principalement d'une plante autogame, mais certains cultivars ont une forte taux . Une légumineuse aux qualités gustatives, culinaires et nutritives ci élevées qu'elle en est venue à être plus rapidement introduite dans toutes les régions du monde. Origine et ancêtres de *Pisum sativum L.* sont mal connus. Le domaine méditerranéen, l'Asie centrale et occidentale et l'Éthiopie ont été identifiés comme lieux d'origine. La FAO a identifié l'Éthiopie et l'Asie occidentale comme centres de diversité, avec des centres secondaires dans l'Asie du sud et le domaine méditerranéen (Cousin et Bannerot, 1992 ;\ Brink et Belay, 2006).

C'est une culture ancienne dans l'Ancien Monde parce que sa culture a probablement commencé il y a huit ou neuf mille ans dans la Croissant fertile comme certaines céréales (blé, orge) et d'autres légumineuses (pois, lentille). Des débris qui appartiennent soit à des plantes à cueillette soit domestiquées ont été découverts dans des emplacements archéologiques néolithiques de la Grèce à l'Irak, depuis 7 500 il ya a 5 000 ans avant Jésus- Christ. Elle est répandue à partir de là vers l'ouest voire l'est (Inde). On en trouve notamment trace à Troie sur le site archéologique, un fourreau central (aux environs de -4 000 dans notre ère), en Occident et Inde (aux alentours une dizaine de siècle) (Cousin et Bannerot 1992.) Des restes de pois notamment les ont été retrouvés dans des habitations lacustres datant du début de l'âge du bronze en France et Suisse (lac du Bourget) (Pitrat et Foury, 2003).

I.1.2 Botanique du petit pois

I.1.2.1 Classification du petit pois

La classification du petit pois, selon Cronquist (1988) :

Table 1 : Classification taxonomique du petit pois

Règne	<i>Plantae</i>
Sous-règne	<i>Tracheobionta</i>
Division	<i>Magnoliophyta</i>
Classe	<i>Magnoliopsida</i>

Sous-classe	<i>Rosidae</i>
Ordre	<i>Fabales</i>
Famille	<i>Fabaceae</i>
Genre	<i>Pisum</i>
Espèce	<i>Pisum sativum</i>

I.1.2.2 Description générale de la plante

Le Pois est une plante annuelle dans le sens où son cycle ne nécessite aucune période hivernale pour être complété. Néanmoins, en fonction du climat et / ou de la tolérance au froid de certaines variétés, son cycle cultural peut démarrer dès l'automne. Il semble effectivement qu'il s'agisse d'un comportement naturel dans le biotope d'origine. En effet, la graine de Pois ne présente aucune dormance et peut germer dans d'excellentes proportions dès qu'elle a atteint sa maturité physiologique (teneur en eau =45%), c'est à-dire lorsque la gousse vire au brun. La germination peut donc avoir lieu dès l'arrivée des pluies d'automne (Chaux et Foury, 1994).

Il y a deux groupes de pois pour leur cycle : le pois d'hiver semé en novembre, et le pois de printemps semé de février à avril. En fait, ces deux groupes se distinguent par leur degré de résistance à l'hiver glacial (Fig.1). Son génome comporte sept paires de chromosomes ($2n = 14$). La bouture de la tige est plus ou moins indéterminée (Coussin, 1997).



Figure 1 : Morphologie de la plante de pois. (Anonyme, 1893. "Field and garden pea (*Pisum sativum*)". Planche botanique dans *Atlas des plantes de France*, gravure coloriée à la main. Album Archivo, Barcelone.)

Dans des conditions de sol favorables, La plus profonde racine pivot d'un mètre et le système racinaire est encore ramifié. La diversification continue. Les radicelles sont des nodosités (Carrouée et Girard, 1994) de deuxième ou de troisième degré.

- La tige

La tige, peu branchée, mesurant entre 50 cm et 2 m de longueur, peut atteindre 3 m chez la ligneuse (Carrouée et Girard, 1994), est indéterminée. Elle est creuse, de section cylindrique, et grimpe par les vrilles de ses feuilles cramponnant sur les supports. Elle se distingue par un certain nombre de nœuds, ou mailles, dont les premiers sont strictement végétatifs (émettant des feuilles ou des ramifications) mais les suivants reproducteurs (portant des fleurs). Dans les variétés et cultivars les plus précoces, les premières fleurs apparaissent dès le quatrième nœud, et chez les plus tardives elles ne reviennent qu'au 25e (Coussin, 1997).

- Les feuilles

Les feuilles sont alternes, impari-pennées avec une à quatre paires de folioles sessiles opposées et parfois terminées en vrille simple ou ramifiée (Fig.2). Elles sont entières, obovales de 1,5 à 6 cm de longueur. Elles portent à leur base deux grosses stipules gênantes, arrondies et crénelées à la base (Coussin, 1997).

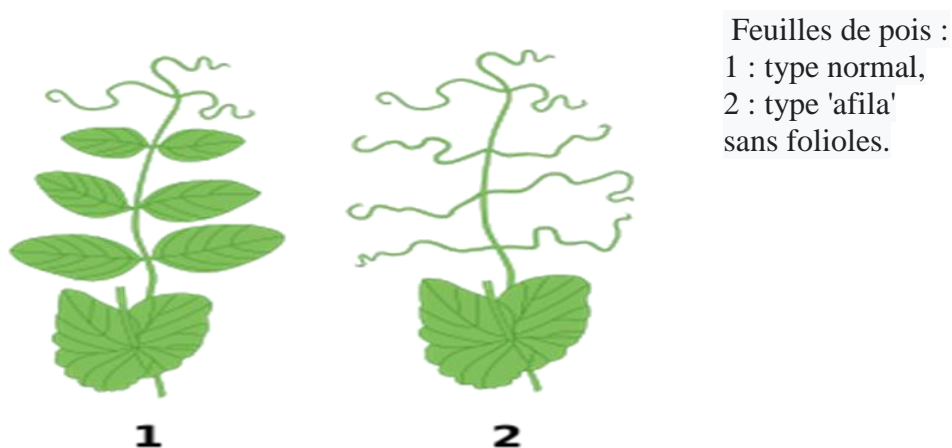


Figure 2 : Représentation des différents types de feuilles chez le pois

- Les fleurs

Les fleurs sont papilionacées, zygomorphes, à ovaire supère et cléistogames. Elles sont solitaires à l'aisselle des feuilles ou réunies en racèmes de deux ou trois. Le calice vert comporte cinq sépales soudés et cinq dents inégales (Fig.3). La corolle compte cinq pétales très différenciés, l'étendard redressé en position postérieure, les deux ailes en position latérale, enveloppent la carène elle-même formée de deux pétales inférieurs partiellement soudés. Généralement toute la corolle est blanche, mais peut parfois aussi être rose, pourpre ou violette. L'androcée comporte dix étamines (Muahlbaur et Tubba, 1997).



Figure 3: Représentation fleur de pois (Modèle de pois, *Pisum sativum* - Musée virtuel Photo3D)

- Le fruit

Le fruit est constitué d'une gousse bivalve légèrement ouverte, de 4 à 15 cm de long, portant de 2 à 10 graines rondes ou anguleuses d'environ 5 à 8 mm de diamètre (Fig.4). Les gousses présentent des différences morphologiques entre les variétés, la



Figure 4 : Représentation d'une gousse

forme en général étant soit droite ou plus ou moins courbée, avec son extrémité plus ou moins penchée; et elles ont habituellement une écorce très dure. Leur couleur est généralement verte mais peut aussi être violette (Prat *et al.*, 2005).

- La graine

La graine est exalbuminée, riche en amidon, et peut être de trois couleurs (Fig.5). Si la plante de l'espèce est à fleurs blanches, les graines sont vertes ou jaunes crème. Si l'espèce est rose ou rouge, les graines sont brunes avec des taches. Dans le premier cas, le tégument est translucide, mais, dans le deuxième, coloré ; la couleur de cotylédon est masquée par les tanins, mais les graines sont toujours plus foncées entre (Hopquin, 1994).

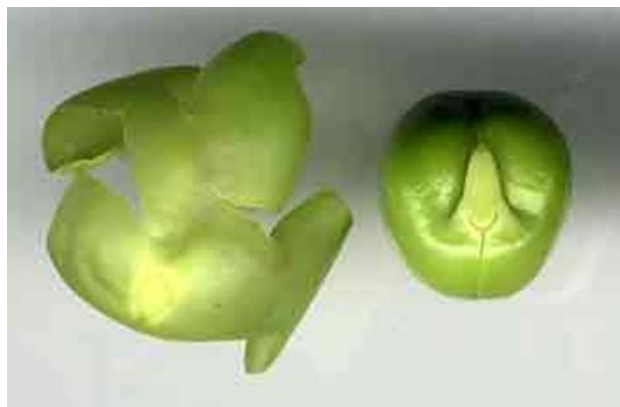


Figure 5 : une graine de pois

- Le système racinaire

Le petit pois a une structure racinaire avec un système de pivot modéré, recouvert d'éléments racinaires secondaires et tertiaires bien formés. Au début de la floraison, cette structure racinaire peut atteindre environ 60 cm et, à la fin de la floraison, 80 cm (Cousin, 1997).

L'une des caractéristiques les plus importantes de ces racines est la présence de nodosités, dans lesquelles il y a de grandes quantités de bactéries symbiotiques azotofixantes du genre *Rhizobacter*. *Rhizobium leguminosarum*, *biovar viciae*, par exemple, confèrent à la plante une capacité de fixation directe de l'azote atmosphérique, un élément important pour la croissance et le développement de l'alimentation de la plante (Duc, 1996). Un enracinement relativement profond favorise également une

absorption équilibrée des nutriments et de l'eau, ce qui le rend plus résistant aux soifs racines.

Les nodosités ont un impact important sur la fertilisation naturelle et la reconstitution de l'azote mobilisable dans le sol, ce qui constitue un avantage agronomique significatif pour de nombreuses cultures associées ou en rotation (Vance *et al.*, 2003).

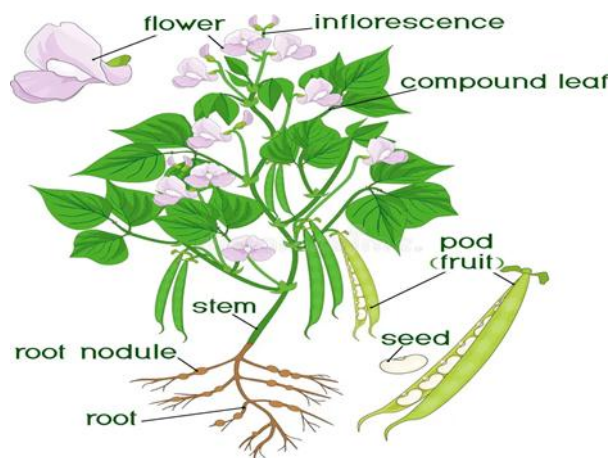


Figure 6: Parties d'usine Morphologie d'usine de pois avec des fruits, des fleurs, des feuilles de vert et le système de racine d'isolement

I.1.3 Écologie du petit pois

Des principaux types de pois cultivés, les meilleures conditions pour cultiver le pois se développent dans un climat tempéré frais et un peu humide. Le pois a une tolérance à la froissure assez faible en comparaison, par exemple, avec le haricot. La température minimale de germination du pois est de 5 °C. Les cultures jeunes tolèrent les gelées peu profondes avant l'endoppée, pour lesquelles les fleurs sont nuisibles au-dessus de -3,5 °C, les nœuds végétatifs au-dessus de -6 °C. La température optimale de la culture des pois est dans la gamme de 15 à 19 °C; en dessous de 27 °C, il se produit un affaiblissement de la végétation et de la pollinisation. Prélèvement annuel de prélèvement de 800 à 1 000 mm.

Ces longueurs de jours produisent la floraison dans le pois, c'est-à-dire qu'il est réellement photopériodique. Ils se développent sur divers sols, à condition que le sol soit bien drainé et conserve l'emménagement. Elle pousse dans une fourchette de pH comprise entre 5,5 et 7,0.

I.1.4 Production du petit pois

- À l'échelle mondiale

La production mondiale de petits pois et de pois secs a augmenté en 2007 pour atteindre plus de 18 millions de tonnes, devenant ainsi la quatrième légumineuse produite dans le monde. Cependant, ce niveau de production est faible par rapport au soja, 216 millions de tonnes, l'arachide, 35 millions de tonnes et le haricot, 28 millions de tonnes selon les statistiques de la FAO (2009).

La production mondiale de pois secs a totalisé 10,1 millions de tonnes récoltées sur 6,8 millions d'hectares à une production moyenne de 14,69 quintaux par hectare en 2007. La production de pois frais a totalisé 8,2 millions de tonnes récoltées sur 1,08 million d'hectares à une production moyenne de 7,6 quintaux par hectare la même année. Comme le démontrent d'autres statistiques de la FAO(2009), les principaux producteurs de pois verts, Chine et Inde, dominant, avec près de 70 %, la production mondiale. Bien que plus de 90 pays produisent les pois secs, les quinze premiers en produisent collectivement plus de 90 % et les cinq premiers, dont la France, les deux tiers de la production mondiale.

Après avoir atteint son chiffre le plus élevé de 13,2 millions de tonnes en 1964, la production mondiale des pois secs s'est développée très rapidement dans la décennie 1980 et a atteint son plus haut niveau en 1990 où elle s'élevait à 16,6 millions de tonnes. Après les 16,4 millions de tonnes atteintes en 1980, elle a fluctué entre 8 et 10 millions de tonnes dans les années 1960, 1970.

- En Algérie

Hors, la culture du pois en Algérie est antérieure à 1830, soit dans les jardins et les champs de Kabylie que se pratiquait cette culture (Loumont et Chevassus, 1960). De nos jours, la culture du pois se concentre essentiellement dans les plaines littorales et les zones sublittorales.

Ces dizaines d'années dernières, la superficie la plus élevée a été enregistrée en 1993 avec 21000 hectares, mais c'est en 2001 que le rendement le plus élevé a été

obtenu : 20 000 hectares (FAO, 2003). En 2007, on a produit en Algérie 25 000 tonnes de pois frais (FAO, 2009).

I.1.5 Cycle de développement de petit pois

La longueur normale du cycle végétatif des pois frais varie de 65 à 100 jours et est probablement de 20 jours de plus pour les pois secs. Pour les climats froids, il est plus long (Doorenbos et Kassam, 1987). Le petit pois, comme toute autre culture, subit plusieurs phases pour mener à bien son cycle de vie (Fig.7).

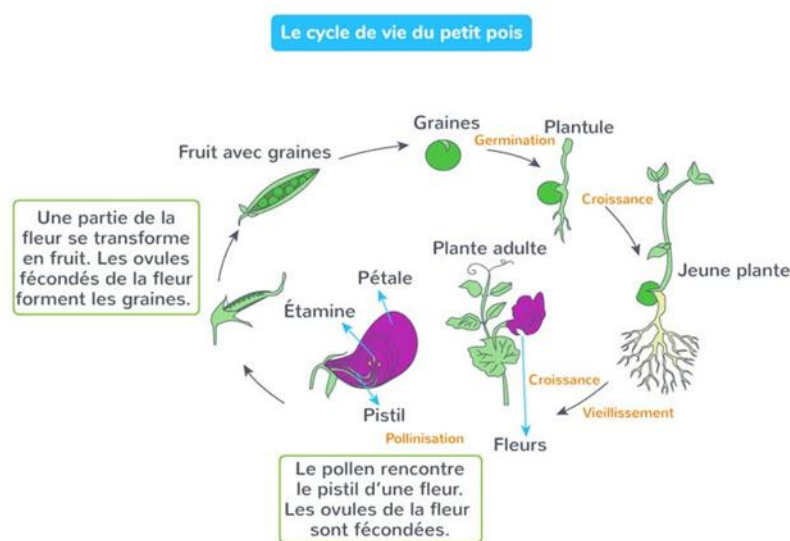


Figure 7 : Observation du cycle de vie de petit pois (Le cycle de vie du petit pois – illustration 1 », Assistancescolaire.com, Base documentaire en sciences, édition 2000–2025

I.1.5.1 Germination

Le temps thermique s'intéresse à la croissance des plantes où le temps en question est mesuré en degrés. Il s'agit en fait de la somme des différences entre la température moyenne et le zéro végétatif pour lequel le végétatif du *Pisum sativum* L. est d'environ 0C°, ce qui signifie que la température en dessous de laquelle la plante cesse de croître est de 0C° (Prat, 2007).

Une graine de pois : la graine de pois qui a produit la plantule contient dans ses deux cotylédons toutes les substances de réserve : elle est exalbuminée. La plantule enfouie dans la terre reste enfouie lorsqu'elle germe et s'éveille. Les perturbations des téguments séminales permettent aux organes embryonnaires se remettant en croissance de sortir

de cette structure protectrice. Les méristèmes ont commencé une activité vigoureuse. À une extrémité de l'axe, effet du méristème apical radicaire, la racine s'allonge, et du méristème apical caulinaire 1 ébauche sont mises en place à l'opposé sur un axe relatif très court par rapport à la tige classique (Zaffran, 2000).

I.1.5.2 Stade végétatif

Une germination hypogée, peut avoir un port temporaire en rosette qui retiendra les méristèmes terminaux près du sol pour les protéger du froid (hémicryptophytes), les entrenœuds plus tard au printemps s'allongent, les bourgeons axillaires se développent et forment une ramification suite à u Si la germination est hypogée, c'est-à-dire dans une nouvelle plante, un port temporaire en rosette, qui retiendra les méristèmes terminaux vers le sol pour les protéger du froid, les entre-nœuds s'allongeront en fin de printemps, les bourgeons axillaires se développeront et une ramification se formera suite à une montée en dominance apicale, principalement sur les nœuds inférieurs à la base de la tige principale (Document, 2008).

Il se produit également une croissance végétative progressive et que l'on note également les premiers boutons floraux en même temps. L'ancrage des fruits sur la plante entraîne une perte prolongée de vigueur végétative. À mesure qu'ils augmentent en maturité, les fruits deviennent de plus en plus compétitifs sur les assimilats alimentaires obtenus par photosynthèse au détriment du développement de la partie végétative de la plante (Lawson, 2008).

I.1.5.3 Floraison

Le stade début de floraison est un stade d'intérêt. C'est au stade de floraison que commence la phase reproductrice. Un peuplement est au stade début floraison lorsque 50 % des tiges sont en fleurs. Une tige est en fleurs quand elle porte au moins une fleur bien épanouie (Jolain *et al.*, 2005). Environ 45 jours s'écoulent entre la date de semis et celle de la floraison (Yves, 2006).

La pollinisation a lieu avant l'épanouissement complet de la fleur. La fécondation est principalement autogame (Griffiths *et al.*, 2002).

I.1.5.4 Formation des gousses et graine

Quant au fruit, c'est une gousse de deux valves de 4,5-8cm de long, les gousses contiennent, en moyenne, 2 à 5 graines. La formation des gousses à partir du stade de floraison n'est fixée dans le temps, il n'y a rarement de gousses du premier chèque,

c'est-à-dire ses fleurs du premier nœud, au contraire à l'aisselle de la première feuille. Il y a des gousses 10 à 15 jours après le début de la floraison (Riahane, 2005). Le stade de maturité physiologique coïncide avec l'arrêt de remplissage du grain. Et cette eau est prompte dans le grain, qui est un bon indicateur de ces étapes.

I.1.6 Les maladies et ravageurs du pois

Divers agents pathogènes – champignons, bactéries, virus et acariens – exercent une pression continue sur la culture de pois. L'augmentation de la superficie cultivée a entraîné une croissance du nombre de maladies à la fois, et les maladies qui ne sont à considérer que comme secondaires dans certaines parties du monde atteignent des proportions épidémiques par exemple des conditions météorologiques dans des zones. Les coûts varient d'une année à une autre et d'une région à une autre agent pathogène à agents pathogènes et selon la variété cultivée doseuseur.

I.1.6.1 Les maladies

- Les maladies fongiques et bactériennes du Pois

En culture, plusieurs maladies fongiques infectent le Pois dans le monde. Les études de prospections phytosanitaires menées, il y a plusieurs années en Algérie, ont montré l'existence des maladies fongiques différentes, tels que l'oïdium et l'anthracnose sont beaucoup plus noté suivie après par le flétrissement vasculaire est le mildiou et enfin la nécrose du collet est provoqué par *Rhizoctonia solani* ou *Fusarium solani*, qui sont classiques parmi les plus économiques maladies du pois (Bouznad 1987, Setti *et al.* 2009, Merzoug *et al.*, 2009).

- les maladies virales

Le Pois est touché par une certaine variété de virus. Les virus affectant le Pois sont généralement propagés par le puceron vert du Pois (*Acyrthosiphon pisum*) ou par des Nématodes libres dans le sol.

I.1.6.2 Les ravageurs du Pois

Le pois est également attaqué par une certaine variété de virus. La plupart des virus affectant les pois sont généralement transmis par l'*Acyrthosiphon pisum* ou par un autre type de virus transmis par des nématodes libres dans le sol.

Concernant les ravageurs d'arthropodes, plusieurs conduisent une attaque sur le pois à divers stades. Il est également exposé à des formes de ravageurs en tant que culture, y compris des insectes et des nématodes. Ces derniers incluent notamment : les *Tipula spp.*; les taupins; vers gris; nocturnes foliaires; thrips; charançons; *Acyrtosiphon pisum* puceron du pois *Contarinia pisi* cécidomyie du pois tordeuse du pois ; les vers blancs: *Bruchus pisorum*, les vers à kystes *Heterodera goettingiana* et des mille-pattes; enfin, les limaces et escargots (Hagedorn, 1991; Messiaen *et al.*, 1991; OEPP/EPPO, 1994).

I.1.7 Intérêt du Pois

Du fait de son appartenance à la famille des légumineuses, le Pois procure des bénéfices assez importants si on parle d'agronomie et d'alimentation et évidemment, de l'environnement. Les Pois verts particulièrement valorisés en tant que denrée alimentaire destinée à la consommation humaine et animale.

D'un point de vue agronomique et écologique, le pois est une excellente culture de rotation, capable d'enrichir le sol en azote grâce à la fixation symbiotique. En moyenne, il peut restituer entre 30 à 50 kg/ha en moyenne selon (Boyeldiou, 1991). Il a la capacité de fixer l'azote atmosphérique grâce à l'action de bactéries du genre *Azotobacter*, en interaction avec son système racinaire. Ce processus permet de réduire l'utilisation d'engrais azotés et de limiter les risques de pollution des nappes phréatiques par lessivage des nitrates (Androsoff *et al.*, 1995).

Le pois est doté d'un système racinaire superficiel, ce qui empêche le développement de glissements dans la locomotion. Ensuite, une fois la cueille accomplie, les déchets ont tendance à s'apaiser gaiement, ce qui aide l'appareil à se lever. Enfin, la rotation de Pois avec d'autres légumineuses a porté d'évacuer les maladies et les différences, et nous avons pu réduire de moins de deux traiteurs pour le magasin de production plus de pollution (Murakami *et al.*, 2001). Ces facteurs environnementaux relatifs à la cueille du pois se disputent en force sur leur base factuelle en tant qu'il est parfait pour nos environnements (Hernandez-Ramirez *et al.*, 2009).

I.2 Le stress salin

I.2.1 Généralité

Le stress salin des plantes est l'un des principaux facteurs de stress abiotique limitant la productivité agricole à l'échelle mondiale. Avec cette revue, on examine en détail les effets de la salinité sur la biologie des plantes, qui vont des mécanismes moléculaires aux réponses de la plante entière. La salinité affecte pratiquement tous les aspects de la physiologie des plantes, y compris le taux de germination, l'efficacité photosynthétique, le développement morphologique et le succès reproductif. Les plantes réagissent aux conditions salines par une combinaison de mécanismes adaptatifs, dont l'adaptation osmotique, l'exclusion d'ions et la reprogrammation métabolique. La gravité de l'impact de la salinité varie considérablement en fonction de l'espèce et du cultivar. Certaines plantes s'avèrent être extrêmement tolérantes, présentant diverses adaptations anatomiques et physiologiques. Ces réponses au stress doivent être prises en compte lors du développement de cultures résistantes au climat et de pratiques agricoles durables, en particulier étant donné l'aggravation de la salinisation et de la pénurie d'eau.

I.2.1.1 Le stress des plantes

Le stress des plantes fait référence à tout facteur externe de stress qui exerce un impact négatif sur la croissance, le développement, le métabolisme ou la reproduction des plantes au niveau de l'expression génétique. En tant que tels, les plantes sont continuellement exposées à divers stress biotiques et abiotiques dans leur habitat naturel. Cela est dû au fait que pour les plantes, les conditions environnementales et édaphiques sont constamment défavorables, ce qui crée une pression externe favorable pour laquelle elles ne peuvent survivre que par l'utilisation de processus biologiques suscités (De Vasconcelos *et al.*, 2016). En conséquence, le stress d'origine abiotique sous toutes ses formes est devenu un déterminant clé limitant la productivité agricole (Meena *et al.*, 2017).

La réponse des plantes au stress est un processus complexe déterminé par de multiples facteurs. Ces derniers comprennent la durée et l'intensité du stress, le génotype plantaire, la combinaison de différents types de stress, le tissu et la cellule spécifique affectées, ainsi que le stade phénologique au moment de la perception du

stress (Mareri *et al.*, 2022). Les plantes réagissent aux facteurs de stress abiotiques en modifiant l'expression génique, la physiologie, l'organisation végétale, le métabolisme primaire et secondaire. Ces modifications leur permettent de tolérer ou de s'adapter aux nouvelles conditions (Mareri *et al.*, 2022). En conséquence, ils restaurent l'homéostasie cellulaire et organique par des mécanismes de tolérance ou d'évitement du stress (De Vasconcelos *et al.*, 2016).

Les facteurs abiotiques, y compris les températures extrêmes, la grave sécheresse, la salinité du sol, une intensité lumineuse élevée et des inondations, sont des contraintes majeures pour la croissance des plantes et le développement (Pandey *et al.*, 2023 ; Bartas, 2024). La salinité est l'un des plus grands facteurs de contrainte en raison de son abondance et de son rôle crucial dans les systèmes mondiaux de production agricole. Le mot stress, même s'il est central dans la biologie des plantes, à un sens quelque peu vague et, à cet égard, les chercheurs ont recherché des approches plus quantitatives, avec un accent sur la quantification des distances par rapport aux conditions optimales fonctionnelles, sur la simple classification des conditions. traditionnellement considéré comme stress ou non (Anfodillo *et al.*, 2016).

I.2.1.2 Définition et caractéristiques du stress

Le stress salin survient chez les plantes lorsqu'elles sont exposées à des concentrations élevées de sels solubles dans la solution du sol, principalement le chlorure de sodium, ce qui crée des conditions de stress osmotique et ionique. La salinisation des sols est devenue un problème sérieux au cours des dernières décennies, ce qui a entraîné une diminution des rendements agricoles, en particulier dans le bassin méditerranéen et dans d'autres régions arides et semi-arides (Corti *et al.*, 2023). Les effets nocifs du stress salin sur les processus vitaux spécifiques des plantes sont médiés par deux mécanismes : le stress osmotique dû à des concentrations élevées de Na⁺ et Cl⁻ à l'extérieur du système racinaire, et les effets toxiques de ces ions lorsqu'ils pénètrent dans les cellules végétales (Pecherina *et al.*, 2022).

La salinité extracellulaire affecte les plantes à travers plusieurs stades de réponse au stress. Tout d'abord, le stress osmotique survient lorsque la forte concentration de sel dans la solution du sol diminue l'eau disponible pour les plantes, produisant des conditions de stress hydriques même si l'eau du sol est abondante. Ensuite, un stress ionique se développe lorsque le sodium et le chlorure s'accumulent

en excès dans les tissus végétaux et perturbent les processus métaboliques (Vineeth *et al.*, 2023). Au fil du temps, la phase finale est caractérisée par un stress oxydatif, car les espèces réactives de l'oxygène s'accumulent en raison de la perturbation du métabolisme cellulaire et des processus de transport des ions (Younis et Mansour, 2024).

Différents types d'espèces ont des seuils de stress salin différents : certaines commencent à montrer une sensibilité à la salinité à partir de la conductivité électrique de 2–4 dS/m, tandis que les espèces halophytes peuvent pousser dans le sol avec un salinicide dS/m supérieur à 20. Selon les résultats de (Gholizadeh *et al.*, 2021) la salinité de 0, 4, 8 et 12 dS/m a été testée sur les variétés de blé qui ont montré un effet même avant la salinité avec un impact significatif sur la germination et le développement du semis (Gholizadeh *et al.*, 2021). Le déséquilibre ionique crée un mauvais état de développement des cultures qui peut être mesuré par la croissance et le rendement, une phase résidentielle étant la plus sensible à la salinité depuis (Gholizadeh *et al.*, 2021).

I.2.2 Les effets du stress salin

I.2.2.1 Effets sur la germination des graines et le développement précoce

L'impact du stress salin sur la germination des graines a un effet profond, car il représente la première étape critique de la manifestation de la tolérance au sel. La température et la salinité interagissent de manière significative pour influencer la germination des graines. Des expériences contrôlées avec trois niveaux de température (15, 20 et 25 °C) et cinq niveaux de salinité (0, 25, 50, 100 et 200 mmol/l) montre des interactions complexes entre ces facteurs environnementaux (Liu *et al.*, 2021). L'effet combiné de la température et de la salinité sur la germination des graines montre comment les conditions optimales de germination diminuent à mesure que la salinité augmente.

La recherche sur *Eruca sativa* montre que la salinisation du sol retarde la germination de ses graines lors du traitement par le sel dans des conditions entre 137 et 548 mM de NaCl (Pecherina *et al.*, 2022). Des variations significatives dans les paramètres de germination telles que les périodes d'incubation, le temps de germination, le pourcentage total de germination et la croissance des plantules ont été trouvés, où, à des valeurs plus élevées de salinité, le temps avant la germination était fortement

allongé pour le pourcentage total de germination fortement réduit. Ces effets correspondant à l'altération de la mobilisation des lipides de réserve pendant la germination, une substance qui contribue largement à la fourniture d'énergie et de composants essentiels pour le développement précoce des plantules (Pecherina *et al.*, 2022).

La sensibilité du stade de germination a des implications importantes pour l'établissement et la productivité des cultures (Gholizadeh *et al.*, 2021). Par exemple, la germination et la survie des graines au stade de plantule peuvent aider à atténuer les effets néfastes du stress salin. Par conséquent, la sélection de variétés tolérantes au sel au stade de plantule est une stratégie de sélection efficace. Certaines variétés de blé réagissent différemment à l'augmentation des niveaux de salinité. Par exemple, pendant la germination, des degrés variables de tolérance au sel ont été observés chez des cultivars tels que « Rakhshan », « Sirvan », Pishgam », et « Heidari » (Gholizadeh *et al.*, 2021).

Des altérations anatomiques et ultrastructurales des cotylédons se manifestent dans des conditions salines, affectant la mobilisation des nutriments essentiels pour l'établissement des plantules (Pecherina *et al.*, 2022). De plus, ces altérations morphologiques peuvent persister aux stades de développement ultérieurs, influençant sur la performance générale des plantes et leur capacité à tolérer le stress. Cependant, avec la capacité de survie associée, le stade de germination représente à la fois un goulot d'étranglement critique pour l'établissement des plantes et un outil de sélection précieux pour la sélection des génotypes tolérants au sel.

1.2.2.2 Effets sur la photosynthèse et les processus physiologiques

Le stress salin exerce des effets néfastes sur la photosynthèse par l'intermédiaire de limitations stomatiques et non stomatiques, qui appartiennent de manière significative à la productivité des plantes et à l'accumulation de biomasse (Younis & Mansour, 2024). Le mécanisme photosynthétique subit des modifications significatives aux étapes osmotique, ionique et oxydative du stress salin, qui se produisent à la fois dans les réactions à la lumière et dans l'obscurité (Vineeth *et al.*, 2023). Selon les résultats de l'étude, la salinité diminue l'activité photosynthétique de la plante, qui est révélée par une diminution du rendement quantique du photosystème II et une augmentation de l'extinction non photochimique (Pecherina *et al.*, 2022).

Les chloroplastes des plantes tolérantes au sel ont plusieurs instruments clés qui leur permettent d'optimiser la photosynthèse dans des conditions salines, tels que la signalisation rétrograde efficace et l'abondance différentielle des gènes et métabolites (Vineeth *et al.*, 2023). Les mécanismes de comparaison des réactions des chloroplastes et de la photosynthèse diffèrent considérablement entre les espèces végétales sensibles et tolérantes au sel, ce qui s'explique par le fait que dans les premières, l'efficacité photosynthétique est mieux conservée en raison des mécanismes de protection cellulaire et de compartimentation ionique appropriés (Vineeth *et al.*, 2023).

Selon Pecherina *et al.*, (2022) des études sur les feuilles de tabac et de pomme de terre ont révélé que la salinité affecte non seulement la photosynthèse, mais aussi la transpiration, la teneur en eau et le pH cytosolique des feuilles. Les chercheurs ont constaté une diminution du rendement quantique du photosystème II et une augmentation du taux d'extinction non photochimique dans des conditions de stress salin, ce qui démontre une perturbation de la capture de la lumière et de l'efficacité de la conversion de l'énergie. Ces effets sont parallèles à des modifications du taux de transpiration et de la teneur en eau cellulaire, ce qui indique l'interdépendance entre la photosynthèse et l'état hydrique des feuilles en conditions salines. En revanche, le soufre d'hydrogène présente un certain potentiel d'atténuation des limitations photosynthétiques salines (Pecherina *et al.*, 2022).

Ainsi, Younis et Mansour ont constaté qu'un traitement au H₂S de semis de tournesol augmentait l'efficacité photochimique du PSII, les performances photosynthétiques, les sucres solubles totaux et les teneurs en protéines, tout en particulier les indices de stress tels que la proline et l'acide abscissique sous conditions salines (Younis & Mansour, 2024). De plus, le traitement a augmenté le taux de transcription de gène de la petite sous-unité de la HaRBCS, une enzyme clé de la fixation du carbone (Younis et Mansour, 2024).

L'estimation de la photosynthèse en phénotypage sous stress sur des plantes est un domaine essentiel de recherche prioritaire, car la photosynthèse forme un fondement pour la croissance et le stockage de la biomasse dans les rendements des cultures (Younis et Mansour, 2024). L'étude du mécanisme de la photosynthèse sous salinité est essentielle pour le développement de cultures tolérantes au stress et l'optimisation des pratiques agricoles sous les contraintes de salinité.

I.2.2.3 Effets morphologiques et anatomiques

Le stress salin entraîne des changements morphologiques et anatomiques significatifs dans les tissus des plantes dont l'impact dépend de l'organe ou du stade de développement. Les racines possèdent une plasticité morphologique spéciale et sont impliquées dans la tolérance à divers stress du sol, y compris la salinité (Arif *et al.*, 2019). Le stress de salinité provoque des réactions morphogéniques des racines avec des poils racinaires et, en particulier, du colza au cours de la phase de reproduction (Arif *et al.*, 2019).

Un ensemble de travaux sur les variétés de colza, le BARI Sarisha-8 et le Binasarisha-5 qui sont cultivés en hydroponie avec des concentrations de sel différentes montre des changements significatifs dans la morphologie et l'architecture des racines (Arif *et al.*, 2019). Ces œuvres montrent diverses modifications dans la longueur des racines, la surface, la densité, la longueur des poils racinaires et l'architecture du système racinaire. C'est un mécanisme d'adaptation important, car il aide les plantes à optimiser l'absorption des nutriments de l'eau et à éviter les zones très salées des racines (Shelden et Munns, 2023).

Les réponses morphologiques complexes se propagent au-delà du système racinaire pour envoyer les pousses et les feuilles (Shelden & Munns, 2023). De plus, on pense qu'un idéotype de racine tolérante au sel serait caractérisé par une plasticité racinaire pour permettre l'exploration des sols salins, les changements anatomiques pour aider à l'économie d'énergie et la limitation de l'absorption du sodium et des mécanismes de transport améliorés pour limiter le transport du sodium vers les tissus aériens (Shelden et Munns, 2023). Ces réponses ont nécessité à la fois des modifications structurelles et des ajustements physiologiques, qui coopèrent pour maintenir l'homéostasie biologique de l'usine au cours du stress salin.

La recherche a confirmé que les plantes de nombreuses espèces modifient leurs caractéristiques architecturales et l'organisation des tissus au cours de leur réponse adaptative au stress salin en première (Mareri *et al.*, 2022). Encore une fois, ces réponses comportent une distinction de taille, d'épaisseur, et de caractéristiques de surface des feuilles, ainsi que des variations dans la formation des tiges et des branches.

De plus, les études anatomiques ont montré des modifications ultrastructurales dans les cotylédons et d'autres tissus qui ont été exposés à des conditions salines,

perturbant l'organisation et la fonction cellulaires (Corti *et al.*, 2023). Ces modifications comprennent des modifications de l'épaisseur de la paroi cellulaire, de la distribution des organites et de l'organisation des tissus, qui entraînent les réponses adaptatives au stress osmotique et ionique. L'étendue et la nature de ces modifications anatomiques sont souvent corrélées à la capacité de tolérance au sel des plantes, ce qui fournit des informations précieuses pour les programmes de sélection et d'amélioration génétique.

I.2.2.4 Effets sur la nutrition minérale et les relations hydriques

Ainsi, le stress salin perturbe fortement la nutrition minérale et les relations hydriques des plantes, associant des modèles de perturbation et d'adaptation entre plusieurs espèces d'ions. La dégradation des facteurs de croissance et les conséquences intestinales des cations résultant de l'inhibition de nombreux processus physiologiques et métaboliques, notamment l'absorption, le transport et l'assimilation des nitrates par la plante (Annunziata *et al.*, 2017). À titre d'exemple, des études sur les racines de blé dur indiquant que la salinité entraîne une augmentation de l'osmolalité de la sève de 305 mOsmol $^{-1}$ dans les racines témoins à 530 mOsmol kg^{-1} dans les racines salées (Annunziata *et al.*, 2017).

Les cellules épithéliales s'adaptent à l'établissement à travers la vacuole en séquestrant le sodium en tant qu'éthrite bon marché, en restructurant les métabolites étoilés et le saccharose de la pyramide dans le cytosol afin de s'adapter à la pression osmotique et de se protéger eux-mêmes du stress oxydatif (Annunziata *et al.*, 2017). En outre, cette stratégie de compartimentage permet à la plante de survivre, même dans des conditions de faible potentiel hydrique, en maintenant les fonctions cellulaires essentielles et en gérant l'accumulation d'ions toxiques. Par exemple, la teneur cellulaire en métabolites azotés et en saccharose subit une restructuration importante pour soutenir ces processus d'adaptation (Annunziata *et al.*, 2017).

Contrairement à la situation normale, les relations hydriques se trouvent fondamentalement modifiées dans de telles conditions, car les plantes doivent équilibrer leur absorption d'eau et leurs mécanismes d'exclusion des ions. Le stress osmotique causé par la salinité à des conditions de déficit hydrique qui entraîne les taux de transpiration, le comportement stomatique et l'utilisation globale de l'eau par les plantes (Pecherina *et al.*, 2022). Des études antérieures ont montré que la salinité exerce également un pouvoir sur la teneur en eau des feuilles et l'un de ses paramètres les plus

importants, le pH cytosolique, et le métabolisme photosynthétique (Pecherina *et al.*, 2022).

L'interaction entre la salinité et la nutrition en ions va encore plus loin que le sodium et le chlorure. Ces conditions concernent l'absorption des nutriments et l'utilisation d'éléments critiques. Les plantes doivent s'assurer d'un accès adéquat au potassium, au calcium et d'autres éléments nutritifs, tout en excluant et en compartimentant les ions sodium et chlorure. Cette tâche coûte en énergie et est également très régulée au niveau cellulaire et moléculaire.

Les différents cultivars en cultures montrent tout à la fois une capacité à entretenir des relations potassium/sodium convenables et une capacité exceptionnelle à les exclure des organes vulnérables ou à les compartimenter dans les cellules de stockage spécialisées. Les différences dans la réponse nutritionnelle minérale à la salinité ont été documentées pour diverses espèces cultivées. L'acquisition de la connaissance de tels mécanismes fournit des cibles précieuses pour les programmes d'amélioration et de sélection des cultures visant des variétés tolérantes au sel.

I.2.3 Mécanismes de résistance des plantes au stress salin

Les plantes ont évolué des mécanismes de résistance contre le stress salin, qui comprennent plusieurs niveaux d'organisation, des réponses moléculaires à l'ensemble des réponses de la plante. Deux grandes catégories de mécanismes de réponse peuvent être distinguées, à savoir les stratégies de tolérance et les stratégies d'évitement, qui coopèrent pour aider les plantes à fonctionner dans des conditions défavorables (De Vasconcelos *et al.*, 2016). L'interaction complexe de mécanismes adaptatifs a été retrouvée à la lumière de la nature multiforme du stress salin et surtout de la nécessité d'ajustements cellulaires et physiologiques coordonnés.

L'ajustement osmotique est un mécanisme fondamental de résistance par lequel les plantes accumulent des solutés compatibles pour maintenir la turgescence cellulaire et l'équilibre hydrique dans des conditions salines. Les recherches montrent que les plantes synthétisent et accumulent des composés organiques divers tels que la proline, la glycine bêtaïne, le tréhalose et des sucres solubles pour contrebalancer les effets osmotiques de la salinité externe (Annunziata *et al.*, 2017). Ces osmolytes protègent la structure et la fonction des protéines et contribuent à protéger la plante contre les attaques du stress oxydatif.

Les mécanismes d'exclusion et de compartimentage des ions permettent aux plantes de réguler l'accumulation des ions toxiques sans perturber les fonctions cellulaires vitales. Les plantes salinitaires sont mieux équipées pour exclure le sodium dans la zone racinaire ou compartimenter il efficacement dans les vacuoles pour éviter qu'il n'interfère avec les orbitaux cytoplasmiques (Shelden et Munns, 2023). Des protéines de transport spécialisées et des systèmes de régulation contrôlent ces processus, certaines plantes induisant l'expression accumulée d'antiporteurs de sodium/hydrogène et d'autres mécanismes de transport ionique.

En outre, la tolérance des plantes au sel est due aux systèmes de défense antioxydants. L'étude des plantes d'orge a montré que le séchage et l'irrigation à l'eau salée sur de tels cultivars d'orge à forte teneur en proline et à forte teneur en catalase ont augmenté le rendement en biomasse, les rendements en céréales de 3 à 35 % par hectare de sol et les rendements des sols ordonnés sont de 1 à 4 % (Scalon *et al.*, 2024). Une réponse douce à la défense antioxydante inhibe l'accumulation d'espèces d'oxygène réactif dans des conditions de stress et neutralise les composants des dommages cellulaires.

À l'aide Les mécanismes moléculaires et génétiques qui sous-tendent la tolérance au sel sont des systèmes complexes de régulation génétique et de coordination de la perception du stress en transduction des signaux. Recherche Il février a permis d'identifier de nombreux facteurs, tels que le facteur de transcription, les protéines sensibles au stress et les enzymes métaboliques (Zhang *et al.*, 2023). L'intégration de soutien génomique, de transcriptome et de protéomique a révélé que les systèmes de réponse au stress de la plante sont complexes et peuvent être utilisés pour apprendre des améliorations génétiques.

La régulation hormonale joue un rôle essentiel dans la coordination de la réponse des plantes au stress salin. Les hormones abiotiques, telles que l'acide abscissique, l'acide salicylique et d'auxine, régulent la perception et la réponse au stress et à la notion manifeste de décision de l'amplitude de la réponse (Pandey *et al.*, 2023). Ces molécules de signalisation fournissent les plantes à intégrer les informations sur l'environnement dans le développement du développement pour s'adapter à la croissance et au développement cellulaire, ainsi qu'au taux métabolique.

I.2.4 Intégration physiologique et interactions avec le stress

La réponse des plantes au stress salin implique une intégration physiologique complexe qui coordonne de multiples processus au niveau cellulaire et organique. Les plantes vivent dans des environnements complexes qui englobent souvent simultanément plusieurs facteurs de stress abiotiques et biotiques, ce qui nécessitent des mécanismes dominants pour gérer ces effets interactifs (Pandey *et al.*, 2023). Les facteurs de stress abiotiques, comme la salinité, servent souvent de facteurs prédisposants et influencent la manière dont les agents pathogènes et les ravageurs interagissent avec les plantes, créant ainsi des niveaux supplémentaires de complexité dans les systèmes de réponse au stress.

Des recherches ont montré que les facteurs de stress abiotiques peuvent affecter profondément les processus physiologiques et biochimiques des plantes, créant souvent des conditions propices au développement de maladies (Pandey *et al.*, 2023). Une exposition prolongée à des températures élevées combinée à un stress salin peut par exemple déclencher des conditions d'hypoxie qui entraîne une cascade d'effets néfastes, notamment une production excessive d'espèces réactives de l'oxygène, conduisant à un stress oxydatif, à la mort cellulaire et à des lésions tissulaires (Pandey *et al.*, 2023). Comprendre ces interactions est essentiel pour élaborer des stratégies globales de gestion du stress.

En outre, la dynamique temporelle des réponses au stress apporte une autre dimension à la complexité des mécanismes d'adaptation des plantes. À titre d'exemple, les différents stades de développement montrent divers degrés de sensibilité au stress salin, selon la première recherche. Dans une étude, Scalon *et al.* (2024) ont constaté qu'un léger déficit combiné à la salinité réduit les cultures et l'intensité de l'évapotranspiration dans diverses cultures. La dilatation stade de développement des plantes conduit à la quantité et à la nature des réponses exprimées, affectant ainsi la croissance et la productivité à long terme des cultures.

En outre, les différences dans les cultivars et les génotypes d'une seule espèce montrent l'hérédité génétique de la tolérance au stress et la fourniture des ressources précieuses pour les programmes d'analyse des cultures. Comme mentionné dans la première recherche, toutes les recherches ont montré que différents sots de la même espèce réagissent différemment au stress abiotiques et varient dans leur capacité à utiliser des ressources pour atténuer les conditions hostiles (Scalon *et al.*, 2024). Cette

diversité génétique est une ressource essentielle pour le développement des ressources climatiques et pour les cultures adaptées aux environnements.

L'intégration de la signalisation de chaînes de stress exige des réseaux moléculaires complexes qui traitent les données de l'environnement et coordonnent les réactions appropriées. Ces réseaux devraient être à l'équilibre coûts-avantages des adaptations stratégiques, tout en conservant les processus centraux qui englobent la vie (Zhang *et al.*, 2023). L'évolution des mécanismes de signal et la gouvernance du stress ouvre une fenêtre d'opportunité pour comprendre les adaptations de stress abiotique et informer le développement des efforts de culture résistance au stress pour améliorer la soutenabilité agricole.

I.2.5 Conséquences pour la durabilité agricole

L'augmentation croissante de la salinisation des sols est une menace critique pour la sécurité alimentaire et la durabilité agricole. Il est important de mieux comprendre la réponse physiologique et moléculaire de la plante à la pollution saline pour développer des cultures résilientes (Zhang *et al.*, 2023). Les travaux plus récents font valoir l'enjeu de génotypes racinaires de bonne performance, à forte plasticité, et à mécanismes de transport efficaces comme levier des programmes de sélection (Shelden et Munns, 2023). À l'opposé, les approches « omiques » (génomique, transcriptomique, protéomique, métabolomique) font jouer la ciblage des réseaux de réponse au stress et la révélation de voies d'amélioration génétique (Meena *et al.*, 2017). La gestion des systèmes agricoles salins nécessite également des stratégies appropriées combinant des pratiques culturelles durables, une irrigation efficace et une sélection variétale (Scalon *et al.*, 2024). Enfin, l'utilisation de micro-organismes bénéfiques constitue une voie complémentaire présentant un grand potentiel pour améliorer écologiquement la tolérance au stress (Meena *et al.*, 2017).

I.3 Rhizobia

Le genre *Rhizobium* comprend des bactéries à Gram négatif du genre *Rhizobiaceae*, celles-ci sont célébrées pour leur influence sur les légumineuses en raison de leur pouvoir à établir une symbiose fixatrice d'azote.

L'azote est un élément essentiel pour la croissance des plantes mais sous la forme gazeuse (N^2), il n'est pas assimilable directement par celles-ci. Les légumineuses

ont la capacité unique de fixer l'azote atmosphérique grâce à une symbiose avec les bactéries du genre *Rhizobium* (Geddes et Oresnik, 2016 ; Smil, 2001). Ces bactéries, appartenant à la famille des *Rhizobiaceae*, forment des nodosités sur les racines des légumineuses, permettant la fixation de 50 à 100 kg /ha d'azote (Mazid et Khan, 2015). La spécificité de cette symbiose dépend de la fois de l'espèce végétale et de l'espèce bactérienne (Doyle et Luckow, 2003 ; Ramesh, 2008)

I.3.1 La symbiose Rhizobienne fixatrice d'azote

Le processus de nodulation débute dans la rhizosphère par une communication chimique entre les racines de la plante (via les flavonoïdes) et les bactéries *Rhizobium* (Denarie *et al.*, 1992). Ces signaux activent les gènes *nod*, responsable de la production de Nod (LCOs), qui induisent des modifications morphologiques des poils absorbants pour permettre l'infection (Oldroyd & Downie, 2004 ; Long, 1996). Après pénétration, les bactéries se différencient en bactéroïdes, qui fixent le N_2 en NH_4^+ via la nitrogénase, fournissant ainsi de l'azote assimilable à la plante (Gage, 2004 ; Haag *et al.*, 2013 ; Liu *et al.*, 2019). Cette fixation biologique de l'azote (BNF) représente jusqu'à 200 millions de tonnes par an à l'échelle mondiale (Ferguson *et al.*, 2010).

I.3.2 *Rhizobium* et non-légumineuses

Bien que classiquement associées aux légumineuses, certaines souches de *Rhizobium* peuvent également interagir avec des plantes non légumineuses, telles que les céréales, en agissant comme PGPR (Plant Growth-Promoting Rhizobacteria) (Mia et Shamsuddin, 2010 ; haricot & Nehra, 2011). Ces interactions améliorent la croissance via la production de phytohormones, de sidérophores ou encore de HCN. Des études ont mis en évidence leur présence endophyte dans diverses cultures non légumineuses comme le riz (Yanni *et al.*, 1997), le blé (Biederbeck *et al.*, 2000), ou le maïs (McInroy et Kloepper, 1995), souvent dans des systèmes de rotation ou d'association avec des légumineuses (Singh *et al.*, 2017). Ces observations ouvrent des perspectives intéressantes pour une réduction de l'usage d'engrais azotés dans les systèmes agricoles.

Chapitre II : Matériel et Méthode

Chapitre II : Matériels et Méthodes

II.1 Objectif de l'essai

Cette expérience a été menée afin d'étudier l'effet d'un stress salin modéré sur deux variétés de petit pois (Sefrou et Aviron) ainsi que l'effet de l'inoculation par la souche *Rhizobium* sur la tolérance de ces deux variétés vis-à-vis du stress salin.

II.2 Site expérimental

L'expérience a été menée sous serre au laboratoire de Biochimie, Biotechnologie et Génétique Végétale, Université Mentouri Frères-Constantine I, Algérie, durant 9 semaines (de février jusqu'à la fin du mois de Mai) 2025 sous lumière naturelle, température de l'air entre $22^{\circ}\text{C} \pm 4^{\circ}\text{C}$ (nuit/jour), $50 \pm 80\%$ d'humidité relative et 16 h de photopériode.

II.3 Matériels biologiques

II.3.1 Petits pois (*Pisum sativum* L.)

Deux variétés de petit pois : la variété Sefrou, caractérisée par sa capacité à résister et à s'adapter à différents environnements, et la variété Aviron, réputée pour sa fertilité.

II.3.2. Rhizobiums (*Rhizobium laguerreae*)

Pour cette étude, une souche de *Rhizobium laguerreae* a été sélectionnée pour son efficacité vis-à-vis du petit pois depuis la collection de Riah *et al.* 2015. Il s'agit de *Rhizobium laguerreae*, capable de former des nodosités chez les légumineuses de la famille des Viciacées : *Vicia*, *Pisum*, *Lathyrus* et *Linus*. Elle a été obtenue auprès du laboratoire GBBV, Constantine.

II.4 Méthodologie de travail

II.4.1 Stérilisation des graines

Les graines des deux variétés de petit pois ont été stérilisées en surface en les immergeant dans de l'éthanol 70% pendant 2 minutes tout en agitant. Les graines ont été rincées avec de l'eau stérile déminéralisée puis couvertes d'une solution contenant 5% d'hypochlorite de Calcium, pendant 10 min sous agitation. La solution a ensuite été éliminée et les graines ont été rincées 3 fois à l'eau stérile déminéralisée. Les graines

ont ensuite été couvertes de nouveaux d'eau stérile distillée et placée à 4°C pendant 48h. Les graines ont ensuite été laissées à germer dans du coton stérile à 23°C à l'obscurité pendant six jours (Fig. 8 et 9).



Figure 8 : les graines d'Aviron



Figure 9 : les graines de Sefrou 1

II.4.2 Préparation du substrat de culture et remplissage des pots

Pour réaliser notre expérimentation, nous avons utilisé des pots de 4.5L. Chaque pot a été rempli d'une première couche de bille d'argile (0.33 kg), ensuite un mélange de sable et tourbe (2:1 v/v) (2kg) a été ajouté (Fig. 10). A la surface de chaque pot, nous avons ajouté une couche de tourbe pour soutenir la croissance des graines germées.



Figure 10 : substrat de culture Mélange tourbe et sable

II.4.3 Préparation de l'inoculum

Afin d'obtenir l'inoculum nécessaire pour l'inoculation des graines, la souche de rhizobium sélectionnée a été cultivée sur un milieu spécifique solide, le Yeast Extract Mannitol (YEM) (Annexe 1) pendant 48h à 28°C. Les colonies isolées ont été prélevées et mises en suspension dans de l'eau distillée stérilisée et une densité cellulaire bactérienne uniforme de 10^7 CFU (UFC= Unité Formant Colonie).mL-1 a été obtenue en maintenant la densité optique à une longueur d'onde de 620 nm par un spectrophotomètre. Ces suspensions de Rhizobiums ont été utilisées comme inoculum (Fig.11).

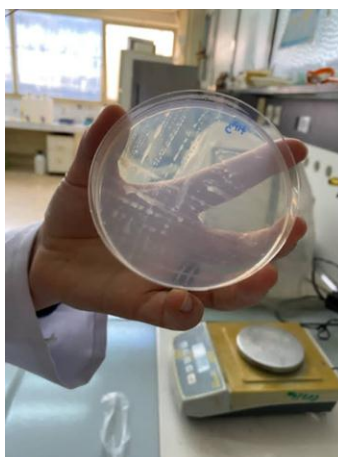


Figure 11 : Culture de la souche *R. laguerreae* sur milieu YEM

II.4.4 Transfert des graines dans les pots

Cinq jours après leur germination, les jeunes plantules ayant un stade de développement homogène ont été transplantées dans les pots préparés. Huit plantes ont été transplantées dans chaque pot, ensuite après 10 jours de croissance, les plantes ont été affinées à 4 plantes par pot.

Les plantes ont été arrosées avec de l'eau, en maintenant la capacité aux champs des pots à 80%, et en utilisant une solution nutritive dépourvue d'azote une fois par semaine (Annexe 2).

II.4.5 Inoculation des graines

Pour cet essai, une souche de *R. laguerreae* (HP3) a été sélectionnée afin de déterminer son effet sur les deux variétés de petit pois, sous stress salin (80 mmol de NaCl). Sept jours après le semis des graines de petit pois en pots, 1 mL/plante de la solution d'inoculum a été ajouté individuellement à chaque plante. L'essai a été divisé en 2 traitements bactériens différents. La première moitié a été inoculée par la souche HP3, tandis que la deuxième moitié a servi de témoins non inoculés (Fig 12).



Figure 12 : inoculation des plantes en ajoutant 1 mL de l'inoculum par plante.

II.4.6 Application du stress salin

Le stress salin a été appliqué deux semaines après le semis des graines. Nous avons utilisé une solution saline à une concentration de 80 mM de NaCl. La moitié de l'essai a été arrosée avec cette solution saline tandis que l'autre moitié, représentée par les témoins, a été arrosée en utilisant de l'eau de robinet (Fig13)



Figure 13 : arrosages des plantes en utilisant la solution saline.

II.4.7 Détermination de la hauteur, le nombre de feuilles vertes et jaunes et le nombre de tige par plante

Juste avant la récolte, la longueur de la partie aérienne a été mesurée en (cm) pour chaque plante. Le nombre de feuilles vertes et jaunes ainsi que le nombre de tige par plante ont été compté.

II.5 Récolte et collecte des données

La récolte a été faite 9 semaines après le semi, où les plantes ont atteint le stade floraison (Fig14). La récolte a été faite 9 semaines après le semis (Fig14)



Figure 14: la récolte

II.5.2 Détermination de biomasses fraîche et sèches

Juste après la récolte, les plantes de pois ont été séparées en partie aériennes et partie racinaire pour déterminer les poids frais (PF) et poids sec (PS) de chaque partie séparément (Fig.15). Une fois les mesures des PF terminées, le matériel végétal a été placé dans une étuve à 72°C jusqu'à obtention d'un poids fixe. Ensuite, le PS a été mesuré pour chacune des fractions mentionnées précédemment.



Figure 15 : Mesure du poids frais et sec des parties aériennes

II.5.4 Réponse de croissance (%)

La réponse de croissance (RC) (%) des plantes inoculées par rapport aux plantes non inoculées a été calculée pour déterminer l'effet de l'inoculation par les souches étudiées sur la croissance des plantes de pois en utilisant la formule suivante donnée par Hetrick *et al.* (1995).

$$RC\% = \frac{(\text{Poids sec total inoculés} - \text{Poids sec total non-inoculés})}{\text{Poids sec total non-inoculés}} \times 100$$

II.5.3 récoltez les parties de la plante et congelez-les avec de l'azote liquide

Nous avons collecté la troisième feuille de chaque plante, que nous avons placés dans des tubes avant de les immerger dans de l'azote liquide à -196 °C afin de congeler rapidement et préserver leurs tissus (Fig.16). Ensuite, ces échantillons ont été stockés au -80°C. Les échantillons ont ensuite été broyés à l'aide d'un mortier dans de l'azote liquide et la poudre résultante a été transférée dans de nouveaux tubes et conservés au -80°C pour effectuer les analyses nécessaires pour cette étude.



Figure 16 : Récolte de la troisième feuille de chaque plante et conservation dans de l'azote liquide

II.5.4 Dosage des pigments photosynthétiques (Chlorophylle a, b et total)

Les pigments photosynthétiques ont été mesurés comme décrit par (Takele, 2010). Les teneurs en chlorophylle ont été déterminées à partir de 0,1 g d'échantillons de feuilles. Ces feuilles ont été découpées en petits morceaux et immergées dans 2 ml d'acétone à 80% pendant 48h à 4°C. L'absorbance des échantillons est déterminée à

645, 663 et 470 nm au spectrophotomètre UV-visible. Les teneurs en pigments sont calculées en $\mu\text{g.ml}^{-1}$ selon les équations suivantes (Lichtenthaler et Wellburn 1983) :

$$\text{Chlorophylle a:} \quad \text{Chl a} = 12, 21 \text{ DO}_{663} - 2, 81 \text{ DO}_{645}$$

$$\text{Chlorophylle b:} \quad \text{Chl b} = 20, 13 \text{ DO}_{645} - 5, 03 \text{ DO}_{663}$$

$$\text{Chlorophylles totales :} \quad \text{Chl} = \text{Chl a} + \text{Chl b}$$

II.5.5 Dosage du peroxyde d'hydrogène

Les teneurs en peroxyde d'hydrogène (H_2O_2) ont été mesurées comme décrit par (Velikova *et al.*, 2000). Des échantillons de matière végétale fraîche (0,1 g) ont été homogénéisés dans 5 mL de TCA à 0.1% (*p/v*). L'homogénat a ensuite été centrifugé à $13\,000 \times g$ pendant 15 minutes à 4 °C. Un volume du surnageant est prélevé et incubé en présence de l'iodure de potassium (1 M) additionné à 10 mM de tampon phosphate ($\text{KH}_2\text{PO}_4/\text{K}_2\text{HPO}_4$; pH 7). L'absorbance du surnageant a été mesurée à 390 nm. La teneur en H_2O_2 a été calculée par son coefficient d'extinction molaire ($0,28 \mu\text{M}^{-1}.\text{cm}^{-1}$) et les résultats exprimés en $\text{nmol H}_2\text{O}_2. \text{g}^{-1} \text{FW}$. Chaque traitement comprenait trois répétitions.

Chapitre III : Résultat et discussion

III. Résultats et Discussion

III.1 Effets de *R. laguerreae* sur la hauteur et le nombre de feuilles vertes par plante sous stress

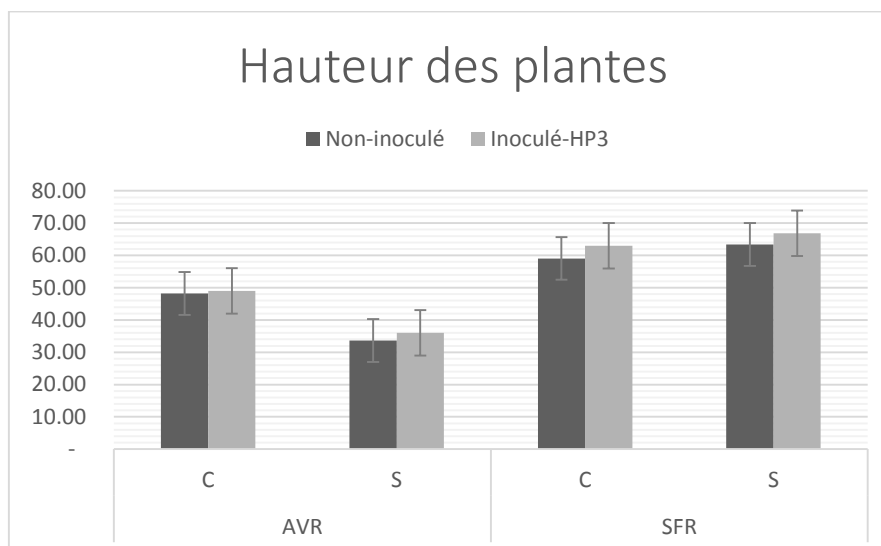


Figure 17: illustre le contrôle de la hauteur des plantes effectué durant l'expérimentation.

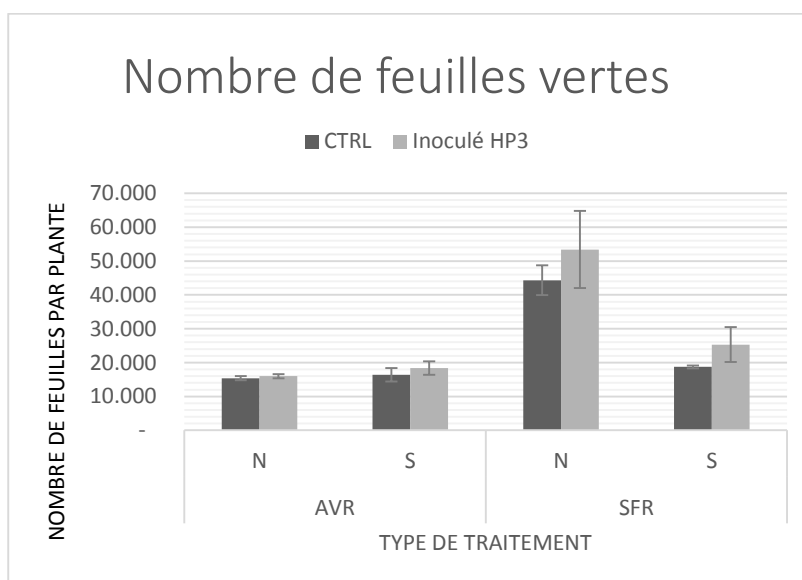


Figure 18 : Effets de *Rhizobium laguerreae* sur la hauteur, le nombre de feuilles vertes et jaunes, ainsi que sur le nombre de tiges en conditions de stress salin.

Les résultats obtenus mettent en évidence l'impact notable de l'inoculation sur les paramètres de croissance, notamment la hauteur des plantes et le nombre de feuilles vertes, en condition de stress. En comparaison avec le témoin (plantes non-inoculées),

les plantes inoculées par *R. Laguerreae* ont présenté une augmentation moyenne de la hauteur, traduisant un effet promoteur de croissance.

Par ailleurs, le nombre de feuilles vertes a également connu une élévation chez les plantes traitées, suggérant une meilleure résistance au stress et un maintien de l'activité photosynthétique. Ce résultat pourrait s'expliquer par la présence de composés bioactifs dans *R. Laguerreae*, notamment des flavonoïdes et des antioxydants naturels, capables de protéger les tissus végétaux contre les dommages oxydatifs (Benabdesselam *et al.*, 2020).

Cette observation rejoint les travaux de Mahboub *et al.* (2022), qui ont montré que certains extraits végétaux riches en antioxydants améliorent la croissance et la survie des plantes exposées à des conditions de stress abiotiques.

III.2 Effets de *R. laguerreae* sur la biomasse fraîche et sèche sous stress salin

Les résultats illustrés dans la Figure 19 et 20 montrent une augmentation significative des biomasses fraîches et sèches chez les plantes inoculées, indépendamment de la variété. En moyenne, la biomasse fraîche des plantes inoculées est supérieure à celle des témoins., et la biomasse sèche augmente.

Comparativement, la variété SFR inoculée présente les biomasses les plus élevées, tant en conditions salines que non salines, ce qui indique une meilleure efficacité de l'inoculation chez cette variété.

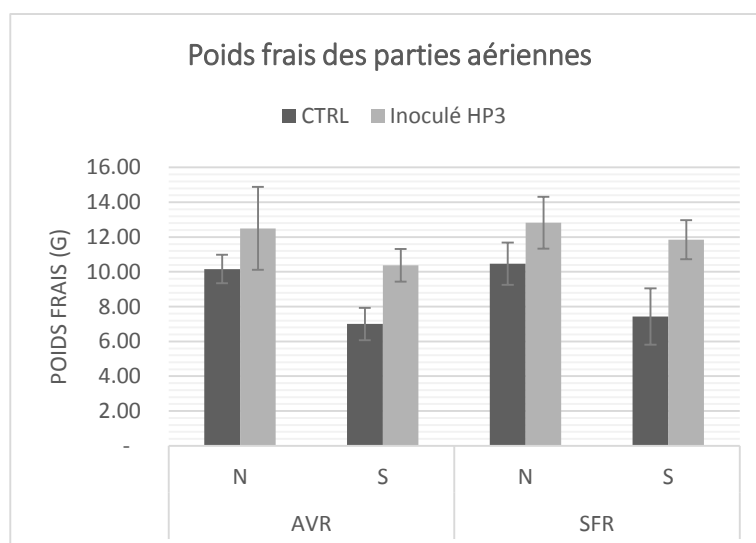


Figure 19: Effet de *R. laguerreae* sur la biomasse fraîche des plantes sous stress salin

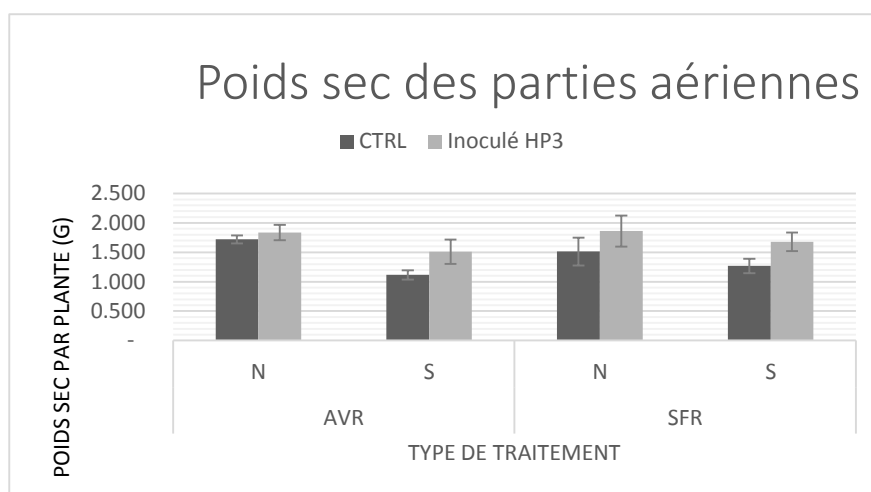


Figure 20: Effet de *R. laguerreae* sur la biomasse sèche des plantes sous stress salin

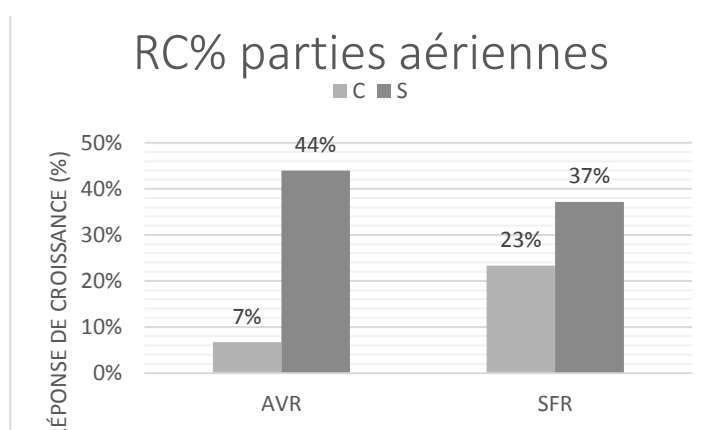


Figure 21 : la croissance des parties aériennes des plante

Les résultats obtenus concernant la réponse de croissance des parties aériennes des plantes sous stress salin sont présentés dans la Figure 21. D'un point de vue variétal, la variété Aviron (AVR) a présenté les meilleurs résultats en condition de stress salin, avec 44 % de plantes à développement optimal, suivie par la variété Sefrou (SFR) avec 37 %. En conditions, pour les contrôles non stressés, les deux variétés montrent également une amélioration notable des paramètres de croissance suite à l'inoculation. En revanche, sous stress salin, la variété SFR inoculée a nettement mieux répondu que AVR inoculée, démontrant ainsi une meilleure tolérance au sel.

Ces observations confirment le rôle bénéfique des rhizobia dans l'amélioration de la tolérance au stress salin. Selon Ben Romdhane *et al.* (2021), l'inoculation par des rhizobia améliore la croissance des plantes par une meilleure absorption des nutriments

et un équilibre osmotique plus stable. De plus, Zahran (2020) a montré que *R. leguminosarum* améliore la croissance végétative en stimulant la production d'auxines et de cytokinines. L'effet visible sur la réduction du jaunissement foliaire indique aussi une réduction des effets toxiques du sel sur la chlorophylle.

Ces résultats sont en accord avec ceux de Hassan *et al.* (2022), qui rapportent que l'association avec des rhizobia permet une meilleure croissance racinaire et une accumulation de biomasse même en conditions salines. La stimulation de la biomasse indique une amélioration globale du métabolisme, probablement via une meilleure fixation azotée, comme confirmé par Abdelrahman *et al.* (2023) dans des cultures de luzerne.

III.3 Effet des *R. laguerreae* sur la teneur totale en chlorophylle sous stress salin

Les données présentées dans la Figure 22 révèlent une nette augmentation de la teneur totale en chlorophylle chez les plantes inoculées. En particulier, la variété SFR inoculée conserve une teneur plus élevée comparée à AVR, tant en condition saline qu'en absence de stress.

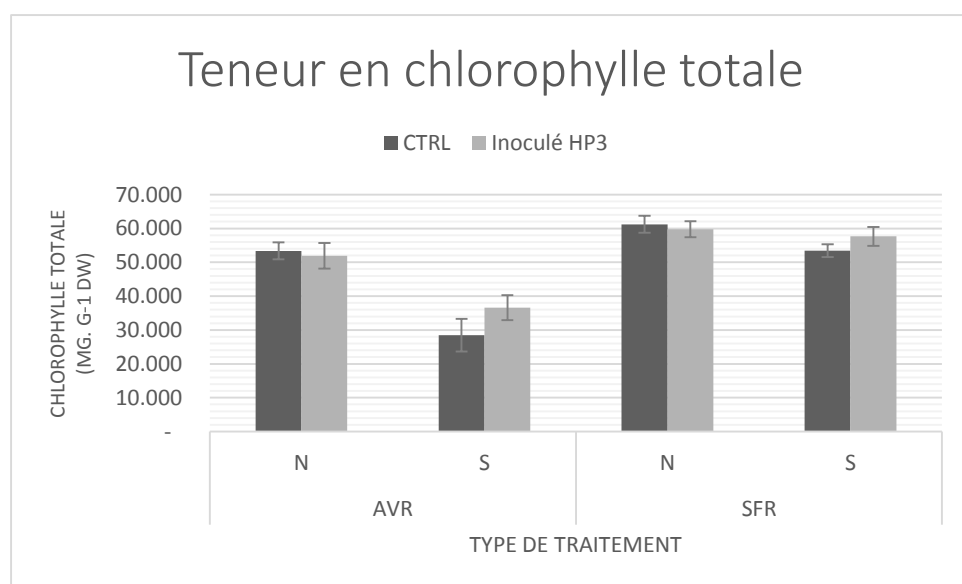


Figure 22 : Effet de *R. laguerreae* sur la teneur totale en chlorophylle

Ce résultat confirme l'effet protecteur de *R. leguminosarum* contre la dégradation de la chlorophylle, phénomène fréquent sous salinité. Une étude menée par Khan *et al.*

(2020) a montré que les PGPR (Plant Growth-Promoting Rhizobacteria) favorisent la synthèse de chlorophylle via une meilleure absorption de Mg et N. D'autres recherches (Nasrallah *et al.*, 2022) indiquent également que cette protection est due à une réduction du stress oxydatif dans les tissus foliaires.

III.4 Effet des *R. laguerreae* sur la teneur en H₂O₂ sous déficit hydrique sous stress salin

La Figure (23) illustre une nette réduction du H₂O₂ chez les plantes inoculées, traduisant une baisse du stress oxydatif. Le taux de peroxyde d'hydrogène est plus bas chez les plantes AVR inoculées que chez SFR.

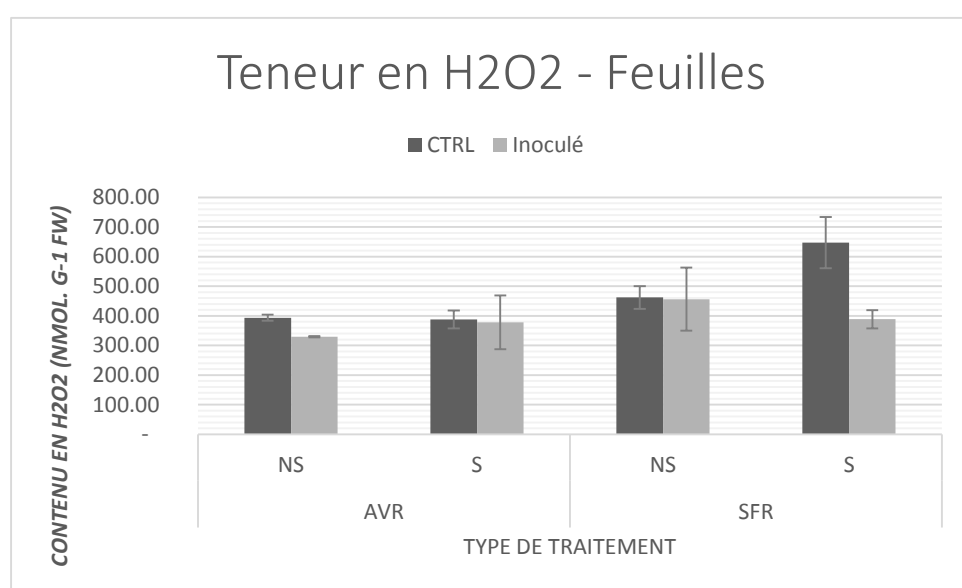


Figure 23 : Teneur en H₂O₂ sous stress salin chez les plantes inoculées et non inoculées

Le peroxyde d'hydrogène est un marqueur du stress oxydatif. Sa réduction chez les plantes inoculées révèle une régulation efficace des espèces réactives de l'oxygène (ROS). Selon Zhang *et al.* (2023), les rhizobia induisent l'activité des enzymes antioxydantes (SOD, CAT, POD), ce qui limite les dommages cellulaires. Ce résultat est similaire à celui rapporté par Moumeni *et al.* (2020) sur le blé, où *R. leguminosarum* a permis de réduire le stress oxydatif en condition saline.

Les résultats de cette étude montrent que l'inoculation avec *R. laguerreae* a significativement amélioré plusieurs paramètres de croissance et de résistance au stress salin, notamment la hauteur, la biomasse, la teneur en chlorophylle et la réduction du

H₂O₂. Parmi les deux variétés étudiées, Sefrou (SFR) a démontré une meilleure réponse, en particulier sous stress salin, ce qui suggère qu'elle est plus apte à tolérer la salinité lorsqu'elle est associée à *R. laguerreae*. Ces résultats confirment le potentiel des rhizobia comme agents de biofertilisation et de bioprotection pour améliorer la tolérance des légumineuses aux conditions environnementales défavorables.

Discussion générale

L'expérience conduite a permis de décrire les effets péjoratif du stress salin sur la croissance, la biomasse et la physiologie des deux cultivars de petits pois, *Pisum sativum* L. (Sefrou et Aviron). Le stress salin de NaCl 80 mM a provoqué une baisse claire de la hauteur des plantes, du nombre de feuilles vertes, de biomasse fraîche et sèche, et d'un déclin de la teneur en chlorophylle, confirmant les précédentes altérations physiologiques et biochimiques décrites à l'état littéraire (Munns & Tester, 2008 ; Pecherina *et al.*, 2022). Simultanément, il y avait un stockage plus grand de peroxyde d'hydrogène (H₂O₂) correspondant à une augmentation du stress oxydatif. Cependant, l'inoculation d'une souche symbiotique de *R. laguerreae* a diminué considérablement ces effets négatifs. Les plantes inoculées avaient de meilleures performances morphologiques, croissance de l'activité photosynthétique et un contenu de stress oxydatif plus faible.

Ces résultats révèlent que la symbiose rhizobienne bénéfique non seulement à la nutrition azotée, mais active également les mécanismes de défense osmoprotecteur et antioxydants dans les organismes végétaux soumis à un stress salin (Zahran, 2020 ; Zhang *et al.*, 2023). La variété Sefrou (SFR) était généralement plus tolérante que la variété Aviron, en affichant des réponses physiologiques plus stables et mieux adaptées notamment pour la biomasse et la chlorophylle. L'utilisation de cultivars résistants locaux préalablement combinés avec des inoculants microbiologiques efficaces pour montrer une amélioration tolérance à la salinité et durabilité accrue des systèmes de production agricole dans les zones concernées par la salinisation des sols (Ben Romdhane *et al.*, 2021 ; Younis & Mansour, 2024).

Conclusion

Conclusion

L'agriculture est aujourd'hui face aux graves enjeux, dont la vitesse de salinisation des sols, sensible encore davantage par la surexploitation des aquifères, le changement climatique et les systèmes d'irrigation appropriés. Alors tous ces facteurs mettent directement en danger la productivité des plantes vivrières, en particulier de la région aride - et semi-arides comme l'Algérie. En ce sens, les légumineuses et, particulièrement, le pois (*Pisum sativum* L.) sont d'un double intérêt : nutritionnel, en raison de leur teneur en protéines et minéraux, et agronomique, en vertu de leur aptitude à former des symbioses avec des bactéries fixatrices d'azote, notamment pour exprimer les besoins en engrais chimique (Zahran, 2020).

Cette expérimentation avec deux variétés locales (Sefrou et Aviron) visait à estimer l'impact d'un stress salin modéré (NaCl 80 mM) et à identifier l'éventuel effet atténuant de *Rhizobium laguerreae*. Les résultats ont mis en évidence les effets délétères du sel sur la croissance et le végétal, notamment à travers une perte de biomasse, d'un changement de la chlorophylle et d'une accumulation de ROS (Munns & Tester, 2008 ; Pecherina *et al.*, 2022). À cela est opposée à l'inoculation bactérienne qui a permis de réguler les effets, par des mécanismes tels que la prise des nutriments et la stimulation des défenses antioxydantes (Zhang *et al.*, 2023 ; Younis & Mansour, 2024).

La tolérance supérieure observée chez la variété Sefrou met en lumière la nécessité de mélanger des génotypes résistants et des races microbiennes indigènes bien acclimatées aux sols salés (Ben Romdhane *et al.*, 2021). Cette étude entre dans une voie agrobiologique durable, ouvre des perspectives d'une agriculture moins réceptive aux intrants chimiques et mieux capable des défis climatiques qui attendent l'avenir (Zahran, 2020).

Annexe

Annexe 1 : Préparation des solutions salines

Comme solution mère à usage d'expérimentation, une solution de chlorure de sodium (NaCl) 1 M a été préparée. À cet effet, 58,44 g de NaCl, qui représentent une mole (masse molaire : 58,44 g/mol), ont été pesés sur une balance de précision et dissous dans 1 litre d'eau distillée. La solution a été agitée avec soin jusqu'à dissolution complète du sel. La concentration a ensuite été vérifiée en utilisant un conductimètre pour assurer que la solution correspondait à la concentration requise. Cette solution mère a été traitée dans un environnement stérile afin d'éviter même le risque de contamination. Une dilution a ensuite été réalisée à partir de cette solution mère afin d'obtenir une solution à 80 mM. Selon la formule de dilution $C_f = C_i \times V_f / V_i$, 80 mL de la solution mère (1 M) a été prélevé et complété avec 920 mL d'eau distillée pour faire 1 litre. La solution diluée ainsi obtenue, homogénéisée par agitation, a été utilisée dans les traitements salins des plantes expérimentales.

Annexes 2 : Préparation du milieu

Le Bouillon de Mannitol de Levure est utilisé pour la croissance des espèces de

Rhizobium.

Composition :

Ingrédients :

Extrait de levure 0,25 g

Mannitol 2,5 g

Phosphate dipotassique 0,125 g

Sulfate de magnésium 0,05 g

Chlorure de sodium 0,025 g

Carbonate de calcium 0,25 g

Agar-agar 15 g _3,75

PH final (à 25 °C)

Formule mélangée, standardisée pour répondre aux paramètres de performance.

Suspendre 12,8 grammes dans 1000 ml d'eau distillée. Faire chauffer juste à ébullition. Stérilisateur par autoclavage à 15 lbs de pression (121 °C) pendant 15 minutes. Bien mélanger et répartir dans des tubes à essai stériles.

Annexe 3 : Préparation de la solution nutritive

La solution est divisée en deux :

Macro-éléments : Désignés à l'utilisation pour le développement des plantes.

Micro-éléments : en petites quantités nécessaires.

Préparation de la solution mère :

Macro -éléments :

KH_2PO_4 : 1,36 g/100ml

KCl : 22,36 g/100ml

$\text{CaCl}_2 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$: 29,40 g/100ml

$\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$: 24,65 g/100ml

Micro-éléments :

EDTA-Fe : 2,50 g/100L (au lieu de séquestrène de fer)

$\text{MnSO}_4 \cdot \text{H}_2\text{O}$: 6,25 g/100ml

$\text{ZnSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$: 0,625 g/100ml (0.04ml/L=40ml)

$\text{CuSO}_4 \cdot 5\text{H}_2\text{O}$: 0,625 g/100ml

$\text{NaMoO}_4 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$: 0,0625 g/100ml

H_3BO_3 : 2,50 g/100L

Référence

Référence

- Abdelrahman et al. (2023). Fertilisation azotée dans la luzerne en sol salin, augmentation.
- Androsoff, G. L., Rice, W. A., & Clayton, G. W. (1995). "Evaluation of rhizobial inoculants for field pea in Alberta". Canadian Journal of Plant Science, 75, 531–538.
- Anfodillo, T. Petit, G. Sterck, F. Lechthaler, S. Olson, M.E. (2016). Allometric.
- Arif, M.R. Islam, M.T. Robin, A.H.K. (2019). Salinity Stress Alters Root Morphology and
- Bartas, M. (2024). Abiotic Stresses in Plants: From Molecules to Environment. Int J Mol
- Ben Romdhane et al. (2021) . Étude sur les rhizobia tolérants au sel, diversité génétique et efficacité symbiotique dans les sols arides de Tunisie.
- Ben Romdhane, W. et al. (2021). Impact of Rhizobia on nitrogen nutrition and salt tolerance in legumes. Symbiosis, 83, 73–83. <https://doi.org/10.1007/s13199-020-00757-5>.
- Biederbeck, V.O., N.Z. Lupwayi, K.G. Hanson, W.A. Rice, and R.P. Zentner. (2000). Effect of longterm rotation with lentils on rhizosphere ecology and on endophytic rhizobia in wheat. p. 80. In Abstracts, North Am. Conf. on Symbiotic Nitrogen Fixation, 17th, Laval Univ., Sainte-Foy, QC, Canada. 23–28 July 2000. Laval Univ., Sainte-Foy, QC, Canada.
- Bouznad, Z. (1987). Les maladies des céréales et des légumineuses alimentaires au Maghreb. ITGC, Algérie, 64 p.
- Boyeldiou, A. (1991). L'intérêt agronomique des légumineuses dans les systèmes de culture durables. Institut National Agronomique, France.
- Brink, M., & Belay, G. (2006). Plant Resources of Tropical Africa 1: Cereals and Pulses. PROTA Foundation, Wageningen, Netherlands.
- Carrouée, B., & Girard, M. (1994). Le pois protéagineux: nutrition azotée et fixation symbiotique. Fourrages, 137, 3–18.
- Carrouée, B., & Girard, M. (1994). Le pois : biologie, production et valorisation. Éditions Quae.

- Chaux, C., & Foury, C. (1994). Production légumière: Tome 2 - Légumineuses potagères. Lavoisier Tec & Doc, Paris
- Corti, E. Falsini, Schiff, S.S. Tani, C. Gonnelli, C. Papini, A. (2023). Saline Stress Impairs Lipid Storage Mobilization during Germination in *Eruca sativa*. *Plants* (Basel). 2023 Jan 12;12(2):366. <https://doi.org/10.3390/plants12020366>.
- Cousin, R. (1997). Le pois protéagineux: caractéristiques et conduite de la culture. Paris: INRA
- Cousin, R., & Bannerot, H. (1992). Amélioration des espèces végétales cultivées. Objectifs et critères de sélection. INRA Éditions, Paris..
- Cronquist, A. (1988). The Evolution and Classification of Flowering Plants (2nd ed.). New York: New York Botanical Garden
- Denarie J, Debelle F, Rosenberg C. (1992). Signaling and host range variation in nodulation. *Annual Review of Microbiology* 46: 497-531.
- De Vasconcelos, M. W. P. L., Menguer, P. K., Hu, Y., Revers, L. F., & Spretto, R. A. (2016). Stress Signaling Responses in Plants. *BioMed Research International*, 2016:4720280. <https://doi.org/10.1155/2016/4720280>.
- Doorenbos, J., & Kassam, A. H. (1987). Yield response to water. FAO Irrigation and Drainage Paper No. 33. Rome: Food and Agriculture Organization of the United Nations.
- Doument, P. (2008). Physiologie végétale: Croissance et développement des plantes. Lyon: Presses Universitaires de Lyon.
- Doyle, J. J., & Luckow, M. A. (2003). The rest of the iceberg. Legume diversity and evolution in a phylogenetic context. *Plant physiology*, 131(3), 900-910.
- Duc, G. (1996). Amélioration génétique du pois protéagineux (*Pisum sativum* L.). *INRA Productions Animales*, 9(2), 85–92.
- FAO. (2003). Base de données statistiques de la FAO. Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture.
- FAO. (2009). FAOSTAT database. Food and Agriculture Organization of the United Nations.
- FAO. (2009). FAOSTAT – Statistiques de production agricole. Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture.
- Ferguson, B. J., Indrasumunar, A., Hayashi, S., Lin, M. H., Lin, Y. H., Reid, D. E., & Gresshoff, P. M. (2010). Molecular analysis of legume nodule development and autoregulation. *Journal of integrative plant biology*, 52(1), 61-76.

- Gage DJ (2004) Infection and invasion of roots by symbiotic, nitrogen-fixing rhizobia during nodulation of temperate legumes. *Microbiology and Molecular Biology Reviews* 68, 280–300.
- Gholizadeh, F. Mirzaghaderi, G. Danish, S. Farsi, M. Seyed Hasan Marashi, S.M. (2021).
- Griffiths, M., et al. (2002). Pollination biology of peas: Mechanisms and implications. *Journal of Experimental Botany*, 53(374), 1235-1243.
- Haag, A. F., Arnold, M. F., Myka, K. K., Kerscher, B., Dall'Angelo, S., Zanda, M., ... & Ferguson, G. P. (2013). Molecular insights into bacteroid development during *Rhizobium*–legume symbiosis. *FEMS microbiology reviews*, 37(3), 364-383.
- Hagedorn, D. J. (1991). Integrated control in protected crops under Mediterranean climate. *Proceedings of the 5th International Symposium on Integrated Pest Management in Protected Crops*, 1991, 9–13.
- Hassan et al. (2022). PGPR améliorant la physiologie des racines et l'absorption de Khan et al. (2020). PGPR favorisant la synthèse de chlorophylle via absorption de Mg
- Hernandez-Ramirez, R. U., Galvan-Portillo, M., Ward, M. H., Agudo, A., Gonzalez, C. A., & Lopez-Carrillo, L. (2009). “Dietary intake of polyphenols, nitrate and nitrite and gastric cancer risk in Mexico City”. *International Journal of Cancer*, 125, 1424–1430.
- Hetrick, B. A. D., Wilson, G. W. T., Gill, B. S., & Cox, T. S. (1995). Chromosome location of mycorrhizal responsive genes in wheat. *Canadian Journal of Botany*, 73(6), 891-897.
- Hopquin, A. (1994). Amélioration de la qualité nutritionnelle du pois protéagineux (*Pisum sativum* L.) : étude du rôle des tanins et sélection de lignées sans tanins. Thèse de doctorat, Université de Rennes 1, France.
- Ismail, A., Marjan, Z. M., & Foong, C. W. (2009). “Total antioxidant activity and phenolic content in selected vegetables”. *Food Chemistry*, 87, 581–586.
- Jolain, D., et al. (2005). Phénologie et développement du pois: Influence des facteurs environnementaux. In *Agronomie du pois protéagineux* (pp. 45-60). Paris: INRA Éditions.
- Larkcom, J. (1991). *The Organic Gardener's Handbook*. Frances Lincoln Ltd.
- Lawson, T. (2008). *Photosynthesis and productivity in plants*. Oxford: Wiley-Blackwell.

- Lichtenthaler, H. K., & Wellburn, A. R. (1983). Determinations of total carotenoids and chlorophylls a and b of leaf extracts in different solvents.
- Liu, Y. Zhang, S. De Boeck, H.J. Hou, F. (2021). Effects of Temperature and Salinity on.
- Liu, Y., Yin, X., Xiao, J., Tang, L., & Zheng, Y. (2019). Interactive influences of intercropping by nitrogen on flavonoid exudation and nodulation in faba bean. *Scientific Reports*, 9(1), 1-11
- Long SR. (1996). Rhizobium symbiosis: Nod factors in perspective. *The Plant Cell* 8, 1885–1898.
- Loumont, J., & Chevassus, J. (1960). La culture des légumineuses alimentaires en Algérie. Ministère de l'Agriculture, Alger.
- Mazid, M., & Khan, T. A. (2015). Future of bio-fertilizers in Indian agriculture: an overview. *International Journal of Agricultural and Food Research*, 3(3).
- Mareri, L. Parrotta, L. Cai, G. (2022). Environmental Stress and Plants. *Int J Mol Sci.* 2022 May 12;23(10):5416. <https://doi.org/10.3390/ijms23105416>.
- McInroy, J. A., & Kloepper, J. W. (1995). Survey of indigenous bacterial endophytes from cotton and sweet corn. *Plant and soil*, 173(2), 337-342.
- Merzoug, A., Benfreha, F., & Taleb, M. (2009). Les principales maladies fongiques du petit pois (*Pisum sativum*) et du pois chiche (*Cicer arietinum*) dans le nord-ouest algérien. In Colloque international sur la gestion des risques phytosanitaires, Marrakech, Maroc, 9–11 novembre 2009, *Proceedings V1* : 115–123.
- Messiaen, C. M., Blancard, D., Rouxel, F., & Lafay, J. F. (1991). Les maladies des plantes maraîchères : Tomate, aubergine, poivron, piment. INRA, Paris.
- Mia, M. B., & Shamsuddin, Z. H. (2010). Rhizobium as a crop enhancer and bio-fertilizer for increased cereal production. *African journal of Biotechnology*, 9(37), 6001-6009.
- Minhas, P. S. (2017). Abiotic Stress Responses and Microbe-Mediated Mitigation in Plants:
- Mossé, J., Huet, J.-C., & Baudet, J. (1987). “The amino acid composition and nutritional value of proteins from various legume seeds grown in Europe”. *Plant Foods for Human Nutrition*, 37, 181–197.
- Moumeni et al. (2020) . Effet de *R. leguminosarum* sur le blé ,réduction du stress oxydatif

- Muehlbauer, F. J., & Tullu, A. (1997). *Pisum sativum* L. In: Williams, J.T. (Ed.), *Pulses Genetic Resources in the Mediterranean Region*. CIHEAM/ICARDA.
- Munns, R., & Tester, M. (2008). Mechanisms of salinity tolerance. *Annual Review of Plant Biology*, 59, 651–681. <https://doi.org/10.1146/annurev.arplant.59.032607.092911>
- Murakami, A., Ashida, H., & Terao, J. (2001). “Multitargeted cancer prevention by vegetables: A review”. *Journal of Nutritional Biochemistry*, 12, 339–348.
- Nasrallah et al. (2022). Réduction du stress oxydatif dans les feuilles due aux rhizobia.
- Oldroyd, G.E.D., Downie, J.A., (2004). Calcium, kinases and nodulation signalling in legumes. *Nat. Rev. Mol. Cell Biol.* 5, 566–576.
- Organisation Européenne et Méditerranéenne pour la Protection des Plantes (OEPP/EPPO). (1994). Normes OEPP PP 2/1(1) Directive sur la bonne pratique phytosanitaire: Principes de bonne pratique. *Bulletin OEPP/EPPO*, 24, 233–244.
- Pandey, P. Gupta, A. El-Sherif, N. (2023). Editorial: The interaction of biotic and abiotic
- Pecherina, A. et al. (2022). Anatomical and physiological responses of plants under NaCl stress. *Plants*, 11(9), 1153. <https://doi.org/10.3390/plants11091153>
- Pecherina, A., Nitsenko, T., Savchuk, A., & Marchenko, A. (2022). Anatomical and physiological alterations in *Eruca sativa* under salinity. *Plants*, 11(9), 1153. <https://doi.org/10.3390/plants11091153>
- Pitrat, M., & Foury, C. (2003). *Histoires de légumes : des origines à l’orée du XXI^e siècle*. INRA Éditions, Paris.
- Prat, D. (2007). *Biologie végétale: Organisation, reproduction, évolution*. Paris: Dunod.
- Prat, J., Duc, G., & Dronne, S. (2005). *Le pois: Biologie et amélioration génétique*. In: INRA (Éd.), *Biologie et amélioration des plantes cultivées* (pp. 241–259). Paris: INRA Éditions.
- Ramesh, P. (2008). *Organic Farming Research in Madhya Pradesh. Organic Farming in Rainfed Agriculture: Opportunities and Constraints*, 12.
- Rathor, S. Krishnamurthy, S.L. Sharma, P.C. (2023). Photosynthetic machinery under salinity

- Rihane, M. (2005). Étude de la formation des gousses chez le pois: Aspects morphologiques et physiologiques. *Revue Marocaine d'Agronomie*, 10(2), 67-74.
- Scalon, S.dP.P. Santos, C.C. Badiani, M. Tabaldi, L.A. (2024). Editorial: Abiotic stress in plants: sustainability and productivity. *Front Plant Sci.* 2024 Mar 20; 15:1386174.
- Singh, S. K., Pathak, R., & Pancholy, A. (2017). Role of root nodule bacteria in improving soil fertility and growth attributes of leguminous plants under arid and semiarid environments. In *Rhizobium Biology and Biotechnology* (pp. 39-60). Springer, Cham.
- Smil, V. (2001). *Enriching the earth: Fritz Haber, Carl Bosch, and the transformation of world food production*. MIT press.
- Setti, B., Bencheikh, M., Henni, J., & Neema, C. (2009). Importance et distribution géographique des maladies fongiques des légumineuses alimentaires en Algérie. *African Journal of Microbiology Research*, 3(11), 585–593.
- Sheldon, M.C. Munns, R. (2023). Crop root system plasticity for improved yields in saline soils. *Front Plant Sci.* 2023 Feb 24; 14:1120583. <https://doi.org/10.3389/fpls.2023.1120583>.
- Takele, A. (2010). Differential responses of electrolyte leakage and pigment compositions in maize and sorghum after exposure to and recovery from pre-and post-flowering dehydration. *Agricultural Sciences in China*, 9(6), 813-824.
- Trinidad, T. P., Sagum, R. S., & Mallillin, A. C. (2010). “Glycemic index and dietary fiber content of selected roots and tubers”. *Philippine Journal of Science*, 139(1), 77–83.
- Vance, C.P., Uhde-Stone, C., & Allan, D.L. (2003). Phosphorus acquisition and use: critical adaptations by plants for securing a nonrenewable resource. *New Phytologist*, 157(3), 423–447.
- Velikova, V., Yordanov, I., & Edreva, A. (2000). Oxidative stress and some antioxidant systems in acid rain-treated bean plants: protective role of exogenous polyamines. *Plant science*, 151(1), 59-66.
- Vodeneev, V. (2022). Salt-Induced Changes in Cytosolic pH and Photosynthesis in Tobacco
- Yanni, Y. G., Rizk, R. Y., Corich, V., Squartini, A., Ninke, K., Philip-Hollingsworth, S., ... & Dazzo, F. B. (1997). Natural endophytic association between *Rhizobium leguminosarum* bv. trifolii and rice roots and assessment of its potential to promote rice growth. In *Opportunities for biological nitrogen fixation in rice and other non-legumes* (pp. 99-114). Springer, Dordrecht.

- Younis, A.A. Mansour, M.M.F. (2024). Hydrogen sulfide-mitigated salinity stress impact in sunflower seedlings was associated with improved photosynthesis performance and osmoregulation. BMC Plant Biol. 2024 May 18;24:422. 05071-y.
- Younis, M., & Mansour, M. M. F. (2024). Hydrogen sulfide enhances salinity tolerance in sunflower via photosynthetic and antioxidative modulation. Plant Physiology Reports. <https://doi.org/10.1007/s40502-023-00715-1>
- Yves, R. (2006). Le pois: Biologie et culture. Paris: Éditions Quae.
- Zaffran, D. (2000). La germination des plantes: Mécanismes et facteurs influents. Paris: Éditions Belin.
- Zahran (2020) . Rôle de *Rhizobium leguminosarum* stimulant la production d'auxines et
- Zahran, H. H. (1999). *Rhizobium*–legume symbiosis and nitrogen fixation under severe conditions and in an arid climate. Microbiology and Molecular Biology Reviews, 63(4), 968–989.
- Zahran, H. H. (2020). *Rhizobium*–legume symbiosis and plant stress tolerance under saline conditions. Agronomy, 10(6), 859. <https://doi.org/10.3390/agronomy10060859>
- Zhang, Y. Xu, J. Li, R. Ge, Y. Li, Y. Li, R. (2023). Plants' Response to Abiotic Stress:
- Zhang, Y., Xu, J., Li, R., Ge, Y., Li, Y., & Li, R. (2023). Plants' response to abiotic stress: Mechanisms and strategies. International Journal of Molecular Sciences, 24(13), 10915. <https://doi.org/10.3390/ijms241310915>
- Zhang et al. (2023). Induction d'enzymes antioxydantes (SOD, CAT, POD) par les

Année universitaire : 2024-2025	Présenté par : TIFOUTI Nour el houda BEHOUHOU Nada
Impact d'une souche de <i>Rhizobium</i> sur deux variétés de petit pois (<i>Pisum sativum</i>) en condition de stress salin.	
Mémoire pour l'obtention du diplôme de Master en Biologie Végétale	
<p>Résumé :</p> <p>Face aux défis croissants posés par la dégradation des sols, la salinisation et le changement climatique, les légumineuses à graines telles que le petit pois (<i>Pisum sativum</i> L.) jouent un rôle crucial dans l'agriculture durable. Dans ce contexte, cette étude s'est intéressée à l'impact de l'inoculation par <i>Rhizobium laguerreae</i> sur deux variétés locales de pois cultivées sous conditions de stress salin. L'expérimentation a été conduite en conditions contrôlées, sur deux variétés de petit pois : Aviron et Sefrou. Un stress salin a été appliqué pour évaluer les performances physiologiques et morphologiques des plantes. Les mesures ont été comparées entre les conditions traitées et non traitées, et entre les deux variétés. Les résultats ont révélé une nette amélioration des paramètres de croissance chez les plantes inoculées, même sous stress salin. La hauteur des plantes, le nombre de feuilles vertes et la biomasse étaient significativement plus élevés chez les plants inoculés. La variété Aviron a montré une réponse plus marquée à l'inoculation que Sefrou. Par ailleurs, la teneur en H₂O₂ a diminué chez les plantes traitées, traduisant une meilleure tolérance au stress oxydatif, tandis que la teneur en chlorophylle a été mieux maintenue chez les plants inoculés. Ces effets bénéfiques confirment l'intérêt de l'inoculation bactérienne pour atténuer les effets du stress salin. L'ensemble des résultats met en évidence l'efficacité de <i>Rhizobium laguerreae</i> dans l'amélioration de la croissance et de la résistance au stress salin chez le petit pois. Cette inoculation a permis d'optimiser les performances physiologiques des deux variétés testées, avec une supériorité pour Aviron. Ce travail illustre l'intérêt des approches agro-biologiques dans le développement de systèmes de culture durables, notamment dans les régions arides et semi-arides comme celles de l'Algérie.</p>	
Mots-clefs : <i>Rhizobium laguerreae</i> , stress salin, <i>Pisum sativum</i>	
Laboratoires de recherche : laboratoire de biochimie, génétique et génomique végétale. (U Constantine 1 Frères Mentouri).	
<p>Président: GHORRI S. – (MCB - U Constantine 1 Frères Mentouri). Encadrant: AMINE KHODJA I. R. – (MCB U Constantine 1 Frères Mentouri). Examineur(s) : HAYOYN H. (MAB - U Constantine 1 Frères Mentouri).</p>	