

Table des matières

-Introduction	1
-Synthèse bibliographique	4
1-La salinité du sol	4
2-Le stress salin et les plantes	4
2-1-Effet de la salinité sur la germination	4
2-2-Effets de la salinité sur la croissance	5
2-3-Effets de la salinité sur le bilan hydrique et sur l'activité photosynthétique des plantes	6
3-Mécanismes de tolérance des plantes à la salinité	7
3-1-Compartmentation des ions à l'échelle de la plante entière	8
3-2-Compartmentation subcellulaire et accumulation sélective de Na ⁺	8
3-3-Effet des ions Na ⁺ dans le cytoplasme.....	8
4-Réponse des plantes à la salinité	9
4-1-Adaptations morphologiques et anatomiques.....	10
4-2-Ajustement osmotique	10
4-3-Production d'antioxydants et régulation de l'activité antioxydante	11
5-Biotechnologie de la tolérance au stress salin.....	12
5-1-Effets des gibbérellines sur l'amélioration de la réponse des plantes à la salinité	12
5-2-Effets de l'acide salicylique sur le renforcement de la tolérance des plantes à la salinité	12
6-Présentation d' <i>Hedysarum flexuosum</i>	13
6-1-Généralités sur le Genre <i>Hedysarum</i>	13
6-2-Position taxonomique d' <i>Hedysarum flexuosum</i>	15
6-3-Description d' <i>Hedysarum flexuosum</i>	15
6-3-1-Le système aérien	15
6-3-2-Le système racinaire.....	18
6-4-Aire de répartition.....	19
6-5-Exigences pédoclimatiques.....	19
6-6-Composition chimique d' <i>Hedysarum flexuosum</i> L.	20
6-7-Importance d' <i>H. flexuosum</i>	20
6-7-1-Intérêts agronomiques	20
6-7-2-Intérêts écologiques.....	21
6-7-3-Intérêts thérapeutiques.....	21

-Matériel et Méthodes	20
1-Matériel végétal	20
2-Préparation des graines	20
2-1-Test de viabilité des graines.....	20
2-2-Scarification et désinfection des graines utilisées dans les différents essais	21
3-Etude de l'impact des stress salin et hydrique sur la germination des graines d' <i>H. flexuosum</i>	21
4-Etude de l'impact de prétraitements par des phytohormones et l'acide ascorbique sur la réponse des graines au stress salin	21
5-Détermination des paramètres de germination.....	22
5-1-Taux de germination (TG).....	22
5-2-Temps moyen de germination (TMG).....	22
5-3-Cinétique de germination.....	22
6-Effets du stress salin sur la croissance et la physiologie d' <i>H. flexuosum</i>	22
7-Etude de l'influence de la provenance sur la réponse d' <i>H. flexuosum</i> au stress salin	23
7-1-Détermination des paramètres de croissance	24
7-1-1-Comptage du nombre de feuilles.....	24
7-1-2-Mesure de la croissance en longueur.....	25
7-1-3-Mesure du volume racinaire	25
7-1-4-Mesure de la surface foliaire	25
7-2-Détermination des paramètres physiologiques	25
7-2-1-Teneur relative en eau (RWC).....	25
7-2-2-Détermination des dommages membranaires	26
7-3-Détermination des paramètres biochimiques.....	26
7-3-1-Dosages des sucres solubles totaux	26
7-3-2-Dosages des chlorophylles totales.....	26
7-3-3-Dosage de la Proline.....	27
7-3-4-Dosage des protéines hydrosolubles.....	27
8-Analyse statistique	27
-Résultats	28
1-Effets de la salinité et du stress hydrique sur la germination des graines d' <i>H. flexuosum</i>	28
1-1-Effet de la salinité sur la capacité germinative d' <i>H. flexuosum</i>	28
1-1-1-Effet sur le Taux de Germination (TG).....	28
1-1-2-Effet sur le TMG	29
1-1-3-Effet sur cinétique de germination	30

1-2-Effet du stress hydrique sur la germination des graines d' <i>H. flexuosum</i>	30
1-2-1-Influence du stress hydrique sur le TG.....	30
1-2-2-Effet du stress hydrique sur la cinétique de germination	32
2-Influence des phytohormones sur la tolérance d' <i>H. flexuosum</i> au stress salin	33
2-1-Influence des acides gibbérellique (GA3), ascorbique et salicylique sur la germination d' <i>H. flexuosum</i> à la salinité	33
2-1-1-Influence sur le TG.....	33
2-1-2-Influence sur le TMG	35
2-1-3-Influence des acides, gibbérellique, ascorbique et salicylique sur la hauteur de la tige d' <i>H. flexuosum</i> soumis au stress salin	37
2-1-4-Influence sur la longueur de la racine	39
2-1-5-Influence sur la biomasse fraîche des plantules	41
3-Réponse des plantules de quatre provenances (Azeffoun, Ouadhias, Naciria et Hasnaoua) d' <i>H. flexuosum</i> , à la contrainte saline	44
3-1-Effet de la salinité sur les paramètres biométriques	44
3-1-1-Effet sur la hauteur de la tige	44
3-1-2-Effet sur la longueur de la racine	45
3-1-3-Effet sur le rapport entre longueur racine sur hauteur tige principale (LR/HT)	46
3-1-4-Influence de salinité sur la biomasse des plantules des 4 populations d' <i>H. flexuosum</i>	47
3-1-5-Effet sur la surface foliaire	48
3-2-Influence de la salinité sur les paramètres physiologiques d' <i>H. flexuosum</i> L. des quatre populations (Azeffoun, Hasnaoua, Naciria, Ouadhias).....	49
3-2-1-Influence sur la teneur relative en eau (RWC).....	49
3-2-2-Effet sur les taux de sucres solubles totaux	50
4-Influence de la salinité sur le développement d' <i>H. flexuosum</i>	52
4-1-Effet sur les paramètres de germination	52
4-1-1-Effet sur le nombre de feuilles	52
4-1-2-Effet sur la surface foliaire	52
4-1-3-Effet sur le volume racinaire	53
4-1-4-Effet sur la hauteur de la tige principale.....	54
4-1-5-Effet sur la biomasse fraîche des parties aériennes	54
4-1-6-Effet sur le poids la matière fraîche du système racinaire.....	55
4-1-7-Effet sur le poids de la matière sèche du système aérien	56
4-1-8-Effet sur le poids de la matière sèche du système racinaire	56

4-2-Effet sur les paramètres physiologiques	57
4-2-1-Effet sur la teneur en chlorophylles totales	57
4-2-2-Effet sur la fuite des électrolytes	58
4-2-3-Effet sur la teneur relative en eau (RWC)	58
4-2-4-Corrélation entre teneur en chlorophylles et fuite des électrolytes	59
4-2-5-Corrélation entre la RWC et la hauteur de la tige	60
4-3-Effets sur les paramètres biochimiques	60
4-3-1-Effet sur la teneur en protéines	60
4-3-2-Effet sur la teneur en proline	61
4-3-3-Effet sur la teneur en sucres solubles totaux	62
4-3-4-Corrélation entre protéines solubles et proline libre	62
-Discussion.....	64
-Conclusion	72
-Perspectives	75
-Références Bibliographiques.....	76

Table des Figures

Fig. 1 : Mécanismes de régulation de la tolérance à la salinité (Cheong et Yun, 2007).....	7
Fig. 2 : Axe aérien (a) et feuilles (b) d' <i>H.flexuosum</i> (Medjebeur <i>et al.</i> , 2019).....	16
Fig.3 : Inflorescences d' <i>H. flexuosum</i> (Medjebeur, 2013).....	17
Fig. 4. Diagramme floral du genre <i>Hedysarum</i> (Meyer <i>et al.</i> , 2008).....	17
Fig. 5 : Gousses (a et b) et graines (c) d' <i>H.flexuosum</i> (Medjebeur, <i>et al.</i> , 2013)	18
Fig. 6 : Système racinaire et nodosités d' <i>H. flexuosum</i> (Medjebeur, 2019)	19
Fig. 7 : Dispositif expérimental en serre	23
Fig. 8 : Effet du stress salin sur le taux de germination des graines d' <i>H. flexuosum</i>	28
Fig. 9 : Effet du stress salin sur le TMG des graines d' <i>H. flexuosum</i>	29
Fig. 10. Effet du stress salin sur la cinétique de germination des graines d' <i>H. flexuosum</i>	30
Fig. 11 : Effet du stress hydrique sur le TG des graines d' <i>H. flexuosum</i>	31
Fig. 12. Effet du stress hydrique sur le TMG des graines d' <i>H.flexuosum</i>	32
Fig. 13 : Effet du stress hydrique sur la cinétique de germination des graines.....	33
Fig. 14 : Effet conjugué du NaCl (g/l) et de la GA3 (mM) sur le TG d' <i>H. flexuosum</i>	34
Fig. 15 : Effet conjugué du NaCl (g/l) et de l'acide ascorbique (mM) sur le TG d' <i>H.flexuosum</i>	34
Fig. 16. Effet conjugué du NaCl (g/l) et de l'acide Salicylique (mM) sur le TG d' <i>H. flexuosum</i>	35
Fig. 17 : Effet conjugué du NaCl (g/l) et de la GA3 (mM) sur le TMG d' <i>H. flexuosum</i>	36
Fig. 18 : Effet conjugué du NaCl (g/l) et de l'acide ascorbique (mM) sur le TMG d' <i>H. flexuosum</i>	36
Fig. 19 : Effet conjugué du NaCl (g/l) et de l'acide Salicylique (mM) sur le TMG d' <i>H. flexuosum</i>	37
Fig. 20 : Effet conjugué du NaCl (g/l) de la GA3 (mM) sur la hauteur des tiges d' <i>H. flexuosum</i>	38
Fig. 21 : Effet conjugué du NaCl (g/l) et de l'acide ascorbique (mM) sur la hauteur des tiges d' <i>H. flexuosum</i>	38
Fig. 22 : Effet conjugué du NaCl (g/l) et de l'acide Salicylique (mM) sur la hauteur des tiges d' <i>H. flexuosum</i>	39
Fig. 23 : Effet conjugué du NaCl (g/l) et de la GA3 (mM) sur la longueur de la racicule d' <i>H.flexuosum</i>	40
Fig. 24 : Effet conjugué du NaCl (g/l) et de l'acide Ascorbique (mM) sur la longueur des racines d' <i>H.flexuosum</i>	40
Fig. 25 : Effet conjugué du NaCl (g/l) et de l'acide Salicylique (mM) sur la longueur des racines d' <i>H. flexuosum</i>	41
Fig. 26. Effet conjugué du NaCl (g/l) et de la GA3 (mM) sur la biomasse d' <i>H.flexuosum</i>	42

Fig. 27. Effet conjugué du NaCl (g/l) et de l'acide Ascorbique (mM) sur la biomasse fraîche d' <i>H.flexuosum</i>	42
Fig.28 : Effet conjugué du NaCl (g/l) et de l'acide Salicylique (mM) sur la biomasse fraîche d' <i>H.flexuosum</i>	43
Fig. 29 : Les plantules d' <i>H. flexuosum</i> de Hasnaoua, âgées de 2 mois sous contrainte saline	44
Fig. 30 : Effet de la salinité sur la hauteur de la tige de quatre populations d' <i>H.flexuosum</i> L. (Azefoun, Hasnaoua, Naciria et Ouadhias).....	45
Fig. 31 : Effet de la salinité sur la longueur de la radicule de 4 populations d' <i>H. flexuosum</i> (Azefoun, Hasnaoua, Naciria et Ouadhias).....	46
Fig. 32 : Effet de la salinité sur le rapport Longueur radicule/Hauteur tige (LR/HT) des 4 populations d' <i>H. flexuosum</i> L. (Azefoun, Hasnaoua, Naciria et Ouadhias).	47
Fig. 33. Effet de la salinité sur la biomasse fraîche de quatre provenances d' <i>H. flexuosum</i> (Azefoun, Hasnaoua, Naciria et Ouadhias).....	48
Fig. 34 : Effet de la salinité sur la surface foliaire de quatre populations d' <i>H. flexuosum</i> (Azefoun, Hasnaoua, Naciria et Ouadhias).....	49
Fig. 35 : Effet de la salinité sur la RWC des feuilles de quatre populations d' <i>H.flexuosum</i> (Azefoun, Hasnaoua, Naciria et Ouadhias).....	50
Fig. 36 : Effet de la salinité sur la teneur des sucres solubles totaux des feuilles de quatre populations d' <i>Hedysarum flexuosum</i> L. (Azefoun, Hasnaoua, Naciria et Ouadhias)	51
Fig. 37. Effet de la salinité sur le nombre de feuilles d' <i>Hedysarum flexuosum</i>	52
Fig. 38 : Effet de la salinité sur la surface foliaire des plants d' <i>Hedysarum flexuosum</i>	53
Fig. 39 : Effet de la salinité sur le volume racinaire d' <i>Hedysarum flexuosum</i>	53
Fig. 40. Effet de la salinité sur la hauteur de la tige des plants d' <i>H. flexuosum</i>	54
Fig. 41. Effet de la salinité sur la biomasse fraîche du système aérien d' <i>H. flexuosum</i>	55
Fig. 42 : Effet de la salinité sur la masse fraîche des racines des plants d' <i>H. flexuosum</i>	55
Fig. 43 : Effet de la salinité sur le poids sec du système aérien d' <i>H. flexuosum</i>	56
Fig. 44 : Effet de la salinité sur le poids sec du système racinaire d' <i>H. flexuosum</i>	57
Fig. 45 : Effet de la salinité sur la teneur en chlorophylles totales d' <i>H. flexuosum</i>	57
Fig. 46 : Effet de la salinité sur la fuite des électrolytes chez <i>H. flexuosum</i>	58
Fig. 47 : Effet de la salinité sur la RWC des plants d' <i>Hedysarum flexuosum</i>	59
Fig. 48 : Corrélation entre la teneur en chlorophylles et la fuite des électrolytes.....	59
Fig. 49 : Corrélation entre la hauteur de la tige et la RWC chez <i>H. flexuosum</i> L.	60
Fig.50 : Effet de la salinité sur la teneur en protéines des feuilles d' <i>H flexuosum</i>	61
Fig. 51 : Effet de la salinité sur la teneur en proline des feuilles d' <i>H. flexuosum</i>	61
Fig. 52 : Effet de la salinité sur la teneur en sucres solubles des feuilles d' <i>H. flexuosum</i>	62
Fig. 53 : Corrélation entre teneurs en protéines solubles et proline foliaires	63

Liste des Tableaux

Tableau 1 : Composition chimique du foin du Sulla (<i>H. flexuosum</i> L.) (Kadi <i>et al.</i> , 2011).....	20
Tableau 2 : Coordonnées géographiques des différentes stations.....	24
Tableau 3 : Les TG et TMG d' <i>H. flexuosum</i> sous stress salin.....	29
Tableau 4 : Effet du stress hydrique sur le TG et le TMG d' <i>H. flexuosum</i>	31
Tableau 5 : Quantité (QS) et taux d'augmentation (TA) des sucres solubles des plants de quatre provenances d' <i>H. flexuosum</i> L. (Azeffoun, Hasnaoua, Naciria et Ouadhias) soumises à différentes concentrations de NaCl.	51

Introduction

-Introduction

Les stress abiotiques engendrent d'importantes pertes de production agricole à travers le monde (Jakab *et al.*, 2005). La salinité et la sécheresse en particulier affectent significativement le rendement des cultures des régions arides et semi-arides. A l'échelle mondiale, les sols salés occupent une superficie de 95 millions d'hectares (Zid et Grignon, 1991), dont 20% de terres irriguées (Flowers et Flowers, 2005) et 15% de terres cultivables (Munns, 2002). En Algérie 3,2 millions d'hectares sont affectés par cette contrainte (Belkhodja et Bidai, 2004).

La plus grande partie des ressources fourragères dans notre pays provient des jachères et des sous-produits de la céréaliculture. La rareté des prairies dites naturelles, la qualité médiocre des fourrages souvent très celluloses, l'indisponibilité de fourrage vert pendant de longues périodes de l'année et les contraintes climatiques influent négativement sur le rendement de l'élevage. Il y a donc intérêt à prospecter dans la diversité des espèces spontanées afin de pallier au déficit de cette production fourragère ainsi que de repérer les potentialités d'adaptation de ces espèces dans leurs propre environnement (Zaatout *et al.*, 1989 ; Houmani, 1999 ; Issolah et Belloued, 2005).

Hedysarum flexuosum L., espèce communément appelée le Sulla, a fait l'objet de nombreuses études qui ont révélé ses potentialités fourragères et pastorales (Abdelguerfi-Berekia *et al.*, 1991 ; Abdelguerfi, 2002). Les travaux de Kadi *et al.* (2011) ont montré que cette espèce présente une valeur nutritionnelle élevée et la préconisent comme alternative à la luzerne. Ces auteurs mentionnent la richesse du Sulla en protéines (22.5g/kg de MS), en lipides et en minéraux. Ils notent également un taux de digestibilité très proche des autres légumineuses fourragères cultivées telle que la luzerne.

L'espèce *H. flexuosum* présente une aire de répartition relativement limitée, elle est signalée en Algérie et au Maroc sur substrats marneux et marno-calcaires dans les régions à pluviométrie moyenne supérieure à 550mm (Abdelguerfi-Berekia *et al.*, 1991). La gousse flexueuse est couverte d'aiguillons. Les graines de couleur marron, sont réniformes ou ovoïdes (Abdelguerfi-Berekia *et al.*, 1991 ; Boussaid *et al.*, 1992 ; Ben fadhel *et al.*, 1997).

Au sein d'une même espèce, le degré de tolérance à des conditions de stress abiotique (salin, hydrique, thermique...) varie d'un stade biologique à l'autre (Neffati, 1994 ; Rehmane *et al.*, 1997). Les travaux réalisés sur une espèce proche d'*H. flexuosum* : *Hedysarum coronarium*, ont ainsi révélé une importante variabilité de réponses vis-à-vis des contraintes saline et hydrique (Benjeddi, 2005 ; Dallali *et al.*, 2012).

Les travaux de Catalan *et al.* (1994) ont rapporté que le degré le plus élevé de sensibilité des plantes à la sécheresse se situe au stade de germination. La salinité peut affecter la germination par la création d'un potentiel osmotique empêchant l'absorption de l'eau, ou par les effets toxiques des ions sodium et chlore (Poliakoff-Mayber *et al.*, 1992 ; Rejili *et al.*, 2006).

L'exploitation de cette diversité génotypique des espèces dans le but d'identifier les caractères de tolérance aux contraintes environnementales constitue un défi pour la production agricole et la valorisation des zones marginales.

La culture de Sulla a débuté vers les années 1950 en Nouvelle Zélande et *H. flexuosum* fût introduite par les colons français en Tunisie (Benjeddi, 2005 ; Issolah, 2008) où elle constitue une espèce fourragère appréciable. En Algérie, l'espèce *H. flexuosum* n'a jamais fait partie d'un essai de culture bien que plusieurs auteurs aient préconisé sa conservation, son amélioration ainsi qu'éventuellement son introduction en tant que culture fourragère dans notre pays.

L'inexistence d'études physiologiques sur *Hedysarum flexuosum* ainsi que sa régression par les actions anthropiques (urbanisation anarchiques, fauchage fréquent avant fructification, surpâturage...) nous ont motivé à mener cette présente étude qui se veut une contribution à la caractérisation écophysologique de cette espèce. Elle constitue une contribution à la caractérisation écophysologique de cette espèce, préconisée par plusieurs auteurs qui avaient entrepris des travaux de caractérisation écologique et morphologique (Abdelguerfi-Berekia, 1985 ; Abdelguerfi-Berekia, 1991 ; Abdelguerfi, 2002 ; Belmihoub, 2012) biochimiques et cytogénétiques (Boussaid *et al.*, 1992 ; Ben Fadhel *et al.*, 2006 ; Kadi *et al.*, 2012).

Nous avons structuré notre travail en trois parties:

- En premier, une synthèse bibliographique scindée en deux chapitres. Le premier chapitre est consacré à la salinité, où est développé l'impact de cette contrainte sur les plantes ainsi que les stratégies mises en jeu par ces dernières pour tolérer ou en atténuer les effets.
- Le deuxième chapitre regroupe les descriptions du matériel végétal utilisé ainsi que les différentes expérimentations réalisées au laboratoire et sous serre. Les protocoles détaillés des analyses et dosages sont aussi présentés.
- Enfin, dans la partie «Résultats et Discussions», les figures et les courbes sont réalisées pour suivre la distribution graphique des paramètres relatifs à la germination (taux de germination, temps moyen de germination, cinétique de germination) ainsi

que ceux relatifs à la phase de croissance (longueur de la tige, de la racine, surface foliaire; teneur en chlorophylles etc...) sont interprétés et discutés.

- Une conclusion et des perspectives clôturent notre travail.

Synthèse bibliographique

-Synthèse bibliographique

1-La salinité du sol

Un sol est considéré salin lorsque la conductivité électrique de la solution est supérieure à 4ds/m, correspondant à 40mM de NaCl (Ashraf *et al.*, 2008) et générant une pression osmotique d'environ 0.2MPa (USDA. 2008). Sur les 1500 millions de terres utilisées pour l'agriculture, 3,2 millions d'hectares (2%) sont affectés par la salinité à des degrés divers et 20% des terres irriguées sont classées salines sur un total de 230 millions d'hectares (Jyoti-Prakash, 2015).

La salinité peut être d'origine naturelle ou primaire constituant le type le plus répandu dans la nature. La salinité peut aussi être secondaire et est dans ce cas engendrée par l'érosion. En dehors de la salinité naturelle une proportion importante de terres agricoles cultivées est devenue saline en raison du défrichement, de l'irrigation sans drainage efficace et de l'utilisation d'engrais responsables de l'augmentation de la concentration des sels au niveau de la rhizosphère et des nappes phréatiques (FAO et IPTRID, 2006). Quelle qu'en soit l'origine, la salinité affecte la croissance des végétaux, pouvant amener les agriculteurs jusqu'à l'abandon de terres de culture (Amezketta, 2006).

2-Le stress salin et les plantes

Les réponses des plantes à une élévation de la salinité des sols permettent de les classer en deux différentes catégories. Les plantes dites halophytes caractérisées par une capacité à survivre même lorsque la concentration en sels est élevée tandis que les glycophytes sont des plantes qui ne peuvent pas pousser sur un substrat salin et ne peuvent tolérer qu'une faible concentration de sels en raison de leur sensibilité. La croissance de ces plantes est ainsi affectée jusqu'à s'annuler quand les concentrations avoisinent les 200mM de NaCl (Zhu, 2007). Certaines halophytes peuvent tolérer jusqu'à 700mM de NaCl (Zhu, 2007) et sont caractérisées par une grande diversité d'adaptation morphologique et physiologique leur permettant de croître et de se développer dans ces conditions

2-1-Effet de la salinité sur la germination

Les stress abiotiques peuvent réduire la germination en limitant l'absorption de l'eau par les graines (Boulghalagh *et al.*, 2006). Ils affectent la mobilisation des réserves stockées ou l'organisation et la synthèse structurale des protéines dans les embryons (Hermann *et al.*,

2007). Ces paramètres pourraient être secondaires aux effets toxiques des ions et/ou aux effets osmotiques de la réduction du potentiel hydrique du milieu (Dold et Donnouau, 1999).

La réduction de la capacité germinative des graines est également due à l'impact du sel sur les processus métaboliques qui se produisent lors de l'imbibition de la graine. En effet, la salinité perturbe les systèmes enzymatique impliqués dans les différentes fonctions physiologiques de la graine en germination (Khemri *et al.*, 2004 ; Levent *et al.*, 2008).

La sensibilité à la salinité des graines de certaines glycophytes peut être expliquée par leur inaptitude à enclencher les mécanismes de mobilisation des réserves de la graine en présence du sel. La germination exige en effet, une mobilisation de réserves de nature glucidique et protéiques chez les légumineuses. L'effet du sel peut aussi s'exercer sur le transport des produits de l'hydrolyse des réserves vers l'embryon (Hafeez *et al.*, 2017). Lachhab *et al.* (2013) ont signalé une inhibition de l'activité et de l'expression des protéases chez les graines de Luzerne (*Medicago sativa*) sous stress salin (200mM de NaCl).

2-2-Effets de la salinité sur la croissance

Plusieurs auteurs ont montré qu'une élévation de la salinité dans le substrat de culture induit une réduction de la vitesse de croissance des plantes. En effet, Mohamed *et al.* (1998) ont observé une diminution significative de la biomasse, la longueur racinaire, la hauteur des tiges, le nombre de feuilles et la surface foliaire. Un déséquilibre de l'homéostasie morphologique des plantes est également, souvent signalé sous salinité élevée. Des modifications dans les proportions de croissance entre la partie racinaire et la partie aérienne de la plante ont été ainsi relevées chez plusieurs espèces végétales, le ratio partie racinaire/partie aérienne se trouvant augmenté (Meloni *et al.*, 2001). La réduction de la surface foliaire est signalée chez plusieurs espèces végétales en présence d'une salinité élevée, sous contrôle d'un message hormonal véhiculé par l'ABA (Munns et Termaat, 1986).

L'effet de la salinité sur le ralentissement de la croissance s'explique d'une part, par le stress osmotique induisant la perte de turgescence cellulaire, et d'autre part, par l'orientation des voies métabolique carbonées et azotées vers la voie de protection, de réparation et d'ajustement osmotique plutôt que vers la production de biomasse. La salinité influe également *via* un déséquilibre nutritionnel induit par l'excès d'ions Na^+ et Cl^- , leurs concentrations élevées réduisant l'absorption spécifique des ions essentiels pour les plantes comme le K^+ , Ca^{++} et NO_3^- (Haouala, *et al.*, 2007).

Boutelier et Hubac, (1986) et Colmer *et al.* (1995), ont en revanche, signalé qu'une concentration faible de NaCl stimule la croissance racinaire du cotonnier et du blé.

2-3-Effets de la salinité sur le bilan hydrique et sur l'activité photosynthétique des plantes

L'aptitude des plantes à contrôler le potentiel hydrique et la conductivité hydraulique lors d'un stress salin est un critère de diversité génotypique. Les plantes tolérant la salinité réduisent la conductance hydraulique de leurs racines, ce qui limite le flux de l'eau remontant vers les tiges réduisant ainsi l'ouverture stomatique (Vysotskaya *et al.*, 2010).

Les effets osmotiques de la salinité sur les plantes traduisent une baisse de la turgescence cellulaire due à la réduction du potentiel hydrique des tissus et du milieu. Les plantes sous stress salin perdent une importante quantité d'eau de leurs tissus, ce qui affecte entre autres les processus de croissance, de division cellulaire, l'ouverture stomatique et l'accumulation de l'acide abscissique (Hsiao et Xu, 2000). Les travaux de James *et al.* (2006) ont mis en évidence une conductance stomatique chez le blé. Ces auteurs ont confirmé que l'efficacité du photosystème II n'est pas affecté sous conditions salines chez les géotypes tolérants cependant, un déclin du rendement quantique du photosystème II coïncidant avec l'élévation du taux des ions Na^+ et Cl^- dans les feuilles et la dégradation des chlorophylles chez les géotypes sensibles est observé. En effet, suite à la fermeture des stomates, le taux de CO_2 diffusé dans les feuilles se trouve réduit, il est souvent accompagné de la réduction de l'activité de plusieurs enzymes intervenant dans le processus de photosynthèse notamment la Rubisco (Chaves *et al.*, 2009). Ceci limite la carboxylation et par conséquent la chute du taux d'assimilation photosynthétique. Lors d'une contrainte saline, les plantes ralentissent leurs activités photosynthétiques ce qui induit un déséquilibre entre l'énergie lumineuse reçue et son utilisation, à l'origine des formes réactives d'oxygène (Tausz *et al.*, 2004; Logan, 2005 ; Brosché *et al.*, 2010). Ces composés engendrent des dommages potentiels dans la mitochondrie, le chloroplaste, les membranes et les acides nucléiques

Les études de Munns et Tester (2008), portant sur l'activité photosynthétique, ont montré une diminution quantitative des chlorophylles dans la feuille et une réduction de l'expansion foliaire associée à des altérations anatomiques des feuilles (modification dans les mensurations et l'épaisseur des feuilles)

Les travaux de Ben Khaled *et al.* (2003) ont montré que la réduction de la croissance chez le trèfle s'accompagne de modification ultra structurale. Ils ont mis en évidence une désorganisation des systèmes granaires et lamellaires. Hernandez *et al.* (1995) et Salama *et al.* (1994) ont montré dans leurs travaux que cet impact anatomo-morphologique du sel sur la feuille est dû à la production des formes réactives d'oxygènes (ROS), radicaux libres au niveau des thylakoïdes et au déséquilibre des gradients ioniques dans l'espace stromatique.

3-Mécanismes de tolérance des plantes à la salinité

Le maintien de l'homéostasie ionique constitue un défi pour les plantes dans les conditions de forte salinité (Fig. 1). En effet la concentration élevée d'ions tels que le Na^+ peut perturber la capacité des plantes à accumuler d'autres ions nécessaires pour le développement (K^+ , Fe^+ , Mg^{++} , Ca^{++}). La capacité de réduction des taux des ions sodium dans les tiges et le maintien de l'homéostasie de répartition des ions K^+ est une composante clé dans la tolérance à la salinité de plusieurs espèces (céréales). Chez les espèces pérennes les ions Cl^- accumulés au niveau des tiges sont inhibiteurs de la photosynthèse. Cependant, le Na^+ d'après Flowers et Yeo (1986) est accumulé préférentiellement au niveau des racines et des tiges.

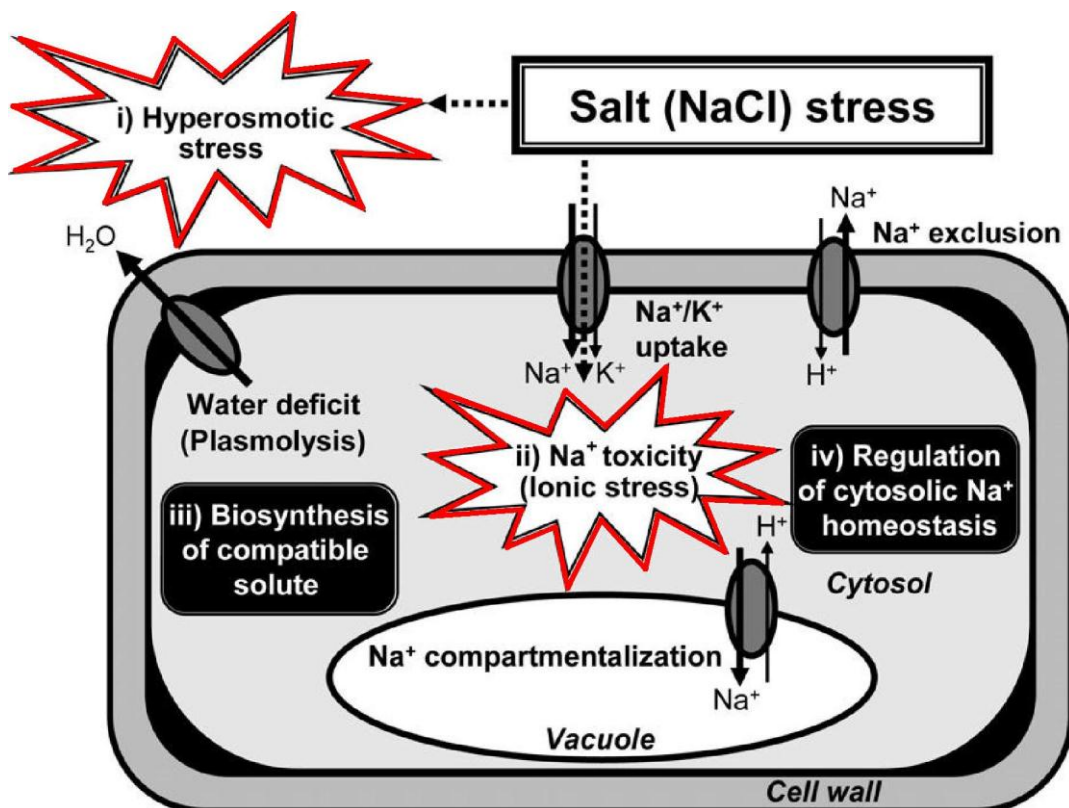


Fig. 1 : Mécanismes de régulation de la tolérance à la salinité (Cheong et Yun, 2007)

3-1-Compartmentation des ions à l'échelle de la plante entière

Deux réponses des plantes ont été révélées vis-à-vis du Na^+ : les réponses «exclure» et les réponses «inclure». Les plantes dites «exclure» représentent les géotypes sensibles qui ne peuvent pas tolérer des seuils élevés de Na^+ dans la cellule. Le Na^+ est transporté dans le xylème jusqu'aux feuilles, une partie étant retransmise au phloème à destination racinaire. Les espèces sensibles accumulent donc beaucoup plus cet ion dans la racine par rapport aux feuilles. Les plantes «inclure» résistant au NaCl , accumulent le Na^+ dans les feuilles tout en le séquestrant dans les vacuoles des cellules épidermiques ou dans les limbes âgés (Djabnoute, 2008).

3-2-Compartmentation subcellulaire et accumulation sélective de Na^+

Face à une élévation de la concentration des ions Na^+ les espèces tolérantes entreprennent une voie métabolique permettant d'une part, de limiter l'entrée et d'autre part de réduire la toxicité de cet ion sur le compartiment cytoplasmique, via la ré-excrétion vers le milieu extérieur ou par séquestration dans la vacuole.

La compartimentation de Na^+ dans la vacuole est essentielle pour induire la tolérance à la salinité (Apse *et al.*, 1999; Zhang et Blum, 2001). L'influx de Na^+ vers la vacuole (Fig. 1), se fait selon Blumwald (2000), par le biais des ions vacuolaire Na^+/H^+ et le gradient de H^+ généré par des protéines H^+ -ATPase et H^+ -APPase (Pyrophosphatase). Staal *et al.* (1991) signalent une augmentation de l'activité de l'échangeur vacuolaire Na^+/H^+ dans les racines durant le stress salin, plus forte chez l'espèce tolérante *Plantago maritima* comparativement à l'espèce sensible *P. media*. Ces échangeurs sont impliqués dans l'adaptation des plantes à la salinité. La surexpression constitutive d'un transporteur tonoplastique de Na^+ AtNHX1, améliore la capacité de stockage de Na^+ dans la vacuole et augmente la tolérance à la salinité chez plusieurs espèces végétales (Apse *et al.*, 1999; Zhang et Blum, 2001). De plus, des mécanismes de contrôle à une échelle plus large contribuent à limiter l'effet des ions Na^+ sur les parenchymes assimilateurs (Djabnoute, 2008).

3-3-Effet de la salinité sur l'homéostasie ionique dans le sme

La concentration des ions Na^+ est maintenue à une valeur inférieure à celle de K^+ dans les cellules animales comme dans les cellules végétales (Cheesman, 2008) en raison de la toxicité de Na^+ dans le cytosol en compétition avec K^+ (Bhandal et Malik, 1988).

L'absorption élevée du sel (NaCl) concourt avec l'absorption d'autres ions, en particulier des ions K^+ , conduisant à la déficience en K^+ . L'augmentation de la salinité entraîne l'augmentation des niveaux de Na^+ , Ca^{2+} et Cl^- et la diminution des niveaux de K^+ , Mg^{+2} et le rapport K^+/Na^+ (Gadallah, 1999 ; Khan *et al.*, 1999, 2000a).

Le sodium est l'élément couramment utilisé comme ion d'accompagnement pour introduire un anion dans un engrais ou une solution nutritive (Heller *et al.*, 1998). Il est généralement essentiel en tant que micro-élément chez les plantes qui possèdent une voie photosynthétique (nommée voie en C4). Ce n'est pas un macroélément nutritif essentiel chez la plupart des plantes supérieures. A forte concentration dans le sol, ce cation devient même toxique pour la plante. Sa toxicité dans le cytosol résulterait de son caractère «chaotropique» (du fait de sa plus petite taille et donc du champ électrique plus fort à sa surface, par comparaison avec K^+ , ce qui implique probablement sa capacité à entrer en compétition avec K^+ sur des protéines importantes. Par conséquence, une forte concentration de Na^+ dans le cytoplasme inhiberait l'activité de nombreux enzymes et protéines, entraînant des dysfonctionnements de la cellule. Le sodium peut jouer le rôle d'osmoticum vacuolaire si la cellule végétale ne peut pas substituer Na^+ à K^+ (Jabnoute, 2008).

Le potassium est présent sous forme d'ions K^+ , très mobile, dissous dans les liquides intracellulaires, notamment dans la vacuole. Il s'accumule à des concentrations jusqu'à cent fois supérieures à celles du milieu extérieur.

Le potassium est impliqué dans des fonctions cellulaires essentielles. En plus de son rôle dans le contrôle de la polarisation électrique de la membrane plasmique et du potentiel osmotique intracellulaire, il est également impliqué dans le contrôle de la pression de turgescence vacuolaire (Maathuis et Amtmann, 1999; Testeret Davenport, 2003). Il joue enfin un rôle dans la régulation d'activités enzymatiques, la synthèse des protéines, la photosynthèse et l'homéostasie du pH cytoplasmique, le contrôle des échanges gazeux par les mouvements d'ouverture et de la fermeture des cellules de garde des stomates (Jabnoute, 2008).

Cramer *et al.* (1985) ont démontré qu'en présence de concentrations élevées de NaCl, les ions Na^+ déplacent le Ca^{++} du plasmalème des cellules ce qui entraîne l'augmentation de la perméabilité de la membrane et provoque un efflux du K^+ et une altération du rapport de sélectivité K^+/Na^+ .

4-Réponses des plantes à la salinité

4-1-Modifications morphologiques et anatomiques

Dès 1982, il a été montré un ajustement morphologique chez les plantes face aux conditions salines. Chez les halophytes, la succulence des organes végétaux aériens constitue une adaptation majeure de tolérance à la salinité (Raache et Karboussa, 2004). Sous l'effet des sels, certaines plantes peuvent ajuster leur morphologie en diminuant les nutriments alloués aux organes et par conséquent réduire leur croissance, raccourcir les entrenœuds des tiges et réduire la surface foliaire pour limiter la perte d'eau par évapotranspiration (Hamza, 1982).

Des adaptations anatomiques ont aussi été révélées chez plusieurs espèces végétales lors d'un stress salin, telles qu'une diminution du diamètre de la stèle des racines de blé et de la tige de tomate ; le cortex devient ainsi plus développé comparativement aux conditions témoins, une augmentation de l'épaisseur de la cuticule et du taux de lignification de quelques organes (Raache et Karboussa, 2004 ; Aït Said *et al.*, 2011).

4-2-Ajustement osmotique

Lors d'un stress salin, les ions Na^+ dans les cellules augmentent la pression osmotique des tissus (Fig 1). Cependant, au-delà d'un certain seuil, notamment chez les espèces glycophytes, ces ions manifestent des effets toxiques sur le compartiment cytoplasmique. Les plantes accumulent de ce fait des composés organiques, principalement azotés et/ou carbonés tels que la proline, la glycine Bétaïne, les polyols ou les sucres solubles. Ils protègent les plantes contre le stress salin grâce à l'ajustement osmotique des cellules, à la détoxification des radicaux libres et des dérivés réactifs d'oxygène et à la protection et la stabilisation des structures des protéines et des enzymes (Ashraff et Foodad, 2007).

Les travaux de Ashraff et Foodad (2007) ont révélé qu'un apport externe de proline améliore l'activité de plusieurs enzymes antioxydantes, l'intensité photosynthétique, la croissance et le statut hydrique chez *Olea europea* et *Nicotiana tabacum* soumises à la salinité. Silva-Ortiga *et al.* (2008) ont montré que l'accumulation de la proline peut atteindre de fortes concentrations sans exercer d'effets toxiques. Ce même auteur a constaté chez les plantules d'*Opuntia streptacantha* soumises à une dose de salinité de 150mM NaCl durant une vingtaine de jours une augmentation de l'intensité de synthèse de l'ABA ce qui a induit une augmentation de l'expression du gène codant pour la P5CS responsable de la synthèse de delta 1_ pyrroline

5 carboxylate synthase, une enzyme régulatrice clé impliquée dans la biosynthèse de la proline.

En plus du rôle osmotique attribué à la proline, celle-ci intervient dans la détoxification des formes actives d'oxygène (Kocsy *et al.*, 2005) et la stabilisation des protéines (Ashraf et Foolad, 2007), protégerait l'intégrité de la membrane plasmique (Mansour, 1998) et constituerait une source de carbone et d'azote (Sairam et Tyagi, 2004). Selon Hare et Cress (1997), la proline maintient le rapport $\text{NAD}^+/\text{NADPH}$ compatible avec le métabolisme cellulaire et agirait sur le potentiel redox de la cellule ainsi que les processus de signalisation associés au stress salin,

Les polyols sont des composés constitués de plusieurs fonctions hydroxyls fonctionnelles tel que lse Mannitol. Ils jouent un rôle majeur dans la protection et/ou la stabilisation des enzymes et des structures membranaires sensibles à la déshydratation ainsi qu'aux dommages induits par les ions toxiques. Une accumulation de polyols comme le galactinol chez *Arabidopsis thaliana* en réponse au stress hydrique (Taji *et al.*, 2004), ou de mannitol chez le céleri face aux taux élevés de NaCl est signalée (Noiraud *et al.*, 2001).

Les sucres solubles sont eux, accumulés au niveau cellulaire lors d'un stress abiotique. La biosynthèse est corrélée positivement avec l'inhibition de la glycolyse et l'hydrolyse de l'amidon. Le glucose est le sucre majoritairement accumulé dans les feuilles en conditions de stress salin (Mustard et Renaud, 2004) alors que le tréhalose est considéré comme étant le sucre le plus efficace en terme d'osmoprotection et en terme de minimum de quantité requise pour un effet positif (Garcia *et al.*, 1997). Ce dernier protège les membranes et les protéines dans les cellules exposées au stress salin et hydrique (Noirand *et al.*, 2001). L'accumulation de saccharose contribue au maintien d'une pression osmotique élevée limitant les pertes par transpiration (Pérez-Alfocea et Larher, 1995). Le saccharose peut agir en tant que composé soluble compatible et son accumulation peut limiter les dommages au niveau des structures cellulaires (Peng *et al.*, 2016). Son accumulation à de très fortes concentrations est due à la stimulation de l'expression du gène codant une sucrose synthase (Kleines *et al.*, 1999). La surexpression de cette enzyme a été également montrée chez *A. thaliana* en réponse au déficit hydrique par Déjardin *et al.* (1999). L'accumulation des hexoses a aussi été signalé chez plusieurs espèces telle que *A. thaliana* (Hummel *et al.*, 2010).

4-3-Production d'antioxydants et régulation de l'activité antioxydante

Plusieurs auteurs ont mis en évidence une forte et positive *corrél*ation entre la tolérance à la salinité et l'activité des enzymes antioxydants telles que la Supéroxyde dismutase (SOD), la

Catalase (CAT), la Gluthation peroxydase (GPX), l'Ascorbate peroxydase (APX) et la Gluthation réductase (GR). Lorsque, par exemple, la SOD de levure est surexprimée, elle confère à un génotype de riz transgénique une plus grande tolérance à la salinité (Lequang, 2000). La surexpression d'une peroxydase améliore la germination des graines de tabac sous stress osmotique (Amaya *et al.*, 1999). Chookhampaeng *et al.* (2008), signalent une activité plus intense des enzymes de GST et GPX chez la tomate sauvage (*Lycopersicon esculatum*).

5-Biotechnologie de la tolérance au stress salin

Plusieurs autres composés organiques contribuent aussi au renforcement de la tolérance des plantes vis-à-vis de la contrainte saline. L'accumulation des anthocyanes est très largement citée par plusieurs auteurs qui ont montré que la régulation de la biosynthèse de ce flavonoïde est bien corrélée à la salinité du milieu (Conklin et Barth, 2004).

L'acide ascorbique est très impliqué dans l'activité antioxydante des cellules. Les plantes de piment cultivées sous des conditions salines stressantes (150mM NaCl) montrent une augmentation de l'activité des APX, ainsi que de la teneur en H₂O₂. Un apport externe d'acide ascorbique réduit l'adversité du stress salin sur une panoplie d'espèces végétales. L'action de l'acide ascorbique dans la neutralisation des dérivés réactifs d'oxygène est citée par plusieurs auteurs (Arrigoni et De Tullio, 2000 ; Conklin et Barth, 2004 ; Khan *et al.*, 2006;).

5-1-Effets des gibbérellines sur le renforcement de la tolérance des plantes à la salinité

Le rôle des gibbérellines dans l'allègement des effets des contraintes environnementales sur plusieurs espèces est très largement décrit (Tuna *et al.*, 2008) ; *Triticum aestivum* (Siddiqui *et al.*, 2011), *Phaseolus vulgaris* (Yurekli *et al.*, 2004) ; *Solanum lycopersicum* (Balaguera *et al.*, 2009). L'apport externe de la GA3 aux plantules s'avère atténuer les effets du sel sur la croissance de plusieurs espèces telles que le sorgo, le blé, et le riz.

5-2-Effets de l'acide salicylique sur le renforcement de la tolérance des plantes à la salinité

L'acide Salicylique (AS), une molécule végétale ayant des propriétés hormonales contribue à l'augmentation de la tolérance des plantes au stress osmotique (Hara *et al.*, 2012 in Miura et Yasuomi, 2014 ; Iqbal *et al.*, 2014). Plusieurs travaux de recherche ont mis en évidence le rôle de l'AS dans la protection et l'amélioration de l'activité photosynthétique des plantes. Un effet protecteur de la Rubisco et des chlorophylles contre la dégradation permet de maintenir des teneurs suffisantes pour assurer l'activité photosynthétique (Shah, 2003). L'apport externe

de l'AS sur les plantes de riz soumises à la salinité renforce leur tolérance par la diminution de l'absorption des ions toxiques et une meilleure absorption d'oligoéléments (Mn^{+2} , Cu^{+3} , Fe^{+}) à l'origine de la stimulation des réactions métaboliques, ce qui limiterait l'impact de la salinité ces plantes (Shah, 2003). Chez l'orge (Munns, 2005) et le maïs (Gunes *et al.*, 2007), l'apport de l'AS a réduit l'accumulation de Na^{+} et a stimulé l'absorption de N, P, K, Mn, Fe, Mg, Cu par les racines. Il y a une augmentation du taux de proline en présence de l'acide Salicylique chez de nombreuses espèces végétales (Sakhabutdinova *et al.*, 2003 ; Shah et Asghari, 2014). Par ailleurs, l'activité des enzymes antioxydantes (SOD, POD, CAT, APX) a été observée chez des plantules de pomme de terre transgéniques (Chen *et al.*, 2013) et chez le maïs (Shah et Asghari, 2012).

Au terme de cette synthèse bibliographique, nous pouvons conclure que la salinité est une contrainte majeure aussi bien dans le domaine de l'agriculture que dans celui de l'environnement. Des efforts de plus en plus importants sont déployés à travers des études de facteurs moléculaires, en particulier sur l'introduction de facteurs de régulation de la tolérance à la salinité chez des génotypes d'intérêt. Les recherches se focalisent ainsi sur la surexpression des facteurs spécifiques de transcription, la caractérisation de protéines structurant les canaux hydriques transmembranaires (Aquaporines) la surproduction d'osmoprotectants et de protéines de transport ioniques membranaires, et enfin, la caractérisation et l'expression de protéines chaperonnes telles que les Lea (Embryogenesis Abundant Proteins) et HSP (Heat Shock Proteins) (Al-Wahaïbi, 2011).

6-Présentation d'*Hedysarum flexuosum*

6-1-Généralités sur le Genre *Hedysarum*

Le genre *Hedysarum* L. (1753) ou Sulla appartient à la tribu des Hédysarées Ash et Gr (1909) et à la famille des Fabacées. Il se compose de deux groupes d'espèces, le premier groupe rassemble les espèces arctiques, asiatiques et alpines ($X=7$ chromosomes) c'est la cas d'*Hedysarum elongatum*, et le second groupe ($X=8$ chromosomes) réunit les espèces méditerranéennes (Prosperi *et al.*, 1995).

Les espèces du genre *Hedysarum* poussent spontanément sur des sols variés, dans des conditions climatiques d'une grande diversité. Environ 170 espèces ont été inventoriées, avec une aire de répartition s'étalant sur l'Europe tempérée, la région méditerranéenne, l'Ouest de l'Asie, la Sibérie et l'Amérique du Nord en allant de l'Arizona jusqu'au Canada et aux régions Arctiques (Isollah 2008 ; Abdelguerfi-Berrekia *et al.*, 1989).

Le genre *Hedysarum* est subdivisé en deux sous-groupes d'espèces qui se distinguent par leur morphologie, les régimes de reproduction, les caractères du caryotype et les origines géographiques. En Afrique du Nord, *Hedysarum* renferme 10 espèces dont plusieurs sont endémiques. La Tunisie et le Maroc comprennent chacune six espèces (Battandier et Trabut 1902 ; Jahandiez et Maire 1932 in Abdelguerfi, 2002). L'Algérie a, à elle seule, neuf espèces dont *H. naudinianum* Coss. et *H. perrauderianum* Coss et Durieu espèces endémiques de l'Algérie, on retrouve aussi *H. carnosum* Desf. et *H. pallidum* Desf. endémiques de l'Afrique du Nord (Quezel et Santa 1962).

6-2-Position taxonomique d'*Hedysarum flexuosum*

La position taxonomique de *Hedysarum flexuosum* selon classification d'APG III est comme suit :

Clade : Angiospermes

Clade : Dicotylédones vraies

Clade : Rosidées

Clade : Fabidées

Ordre : Fabales

Famille : Fabaceae

Genre : *Hedysarum*

Espèce : *flexuosum*

<http://www.ville-ge.ch/musinfo/bd/cjb/africa/details.php?langue=fr&id=146605>

6-3-Description d'*Hedysarum flexuosum*

Hedysarum flexuosum L. est une espèce annuelle, diploïde, préférentiellement allogame (Dallali, 1987 in Prosperi *et al.*, 1995), morphologiquement très proche des formes cultivées de *H. coronarium*. Au Maroc, «Sulla» est un nom commun à deux espèces similaires *Hedysarum coronarium* L. et *Hedysarum flexuosum* L. (Gharzouli *et al.*, 1986 in Issolah, 2008).

6-3-1-Le système aérien

Le Sulla présente un port érigé (facilitant le fauchage) et est caractérisée par une grande diversité morphologique (longueur de la tige orthotrope, longueur des ramifications plagiotropes, nombre moyen de folioles, précocité...). Cette plante présente également un degré de polymorphisme enzymatique élevé selon l'origine géographique des populations (Algérie ou Maroc) (Ben Fadhel *et al.*, 1997). Le Sulla se caractérise par une diversité intra-populationnelle au sein d'une même aire géographique (Ben Fadhel *et al.*, 1997), les populations algériennes se distinguant par un port érigé une ramification intense et des feuilles à nombre élevé de folioles.

Les feuilles, d'*H. flexuosum*, sont longuement pétiolées (Fig. 2a), à stipules libres imparipennées, de 3 à 5 paires de folioles, de forme ovale (Fig. 2b), elles sont munies d'une pilosité blanchâtre sur les bords (Prosperi *et al.*, 1995; Ben-Jeddi, 2005) et se caractérisent par une phyllotaxie alterne distique (Ouzzane *et al.*, 1991 in Abdelguerfi-Berrekia, *et al.*, 1991).

Les inflorescences sont axillaires à pédoncule en forme de grappes spiciformes, ovoïdes et allongées à la fructification (Fig. 3). Les fleurs sont de petites tailles (8-12mm) par rapport à celles de *H. coronarium* L., de couleur pourpre violacé, pédonculées, axillées par des bractées scarieuses et portant chacune à la base du calice deux bractéoles, contrairement au genre *Hedysarum* (Meyer *et al.*, 2008) (Fig. 4). Ces fleurs sont fréquemment butinées par les abeilles (Prosperi *et al.*, 1995 ; BenJeddi, 2005 ; Benfadhel *et al.*,2006). Le calice est campanulé, les étamines sont du type diadelph (Tutin *et al.*, 1967 Abdelguerfi-Berrekia, *et al.*, 1991).

La formule florale de *Hédysarum*, déterminée à partir du diagramme floral (Fig. 4) selon Meyer *et al.* (2008) est :

$$[5] S + 5P + ([9] + 1) E + 1C$$

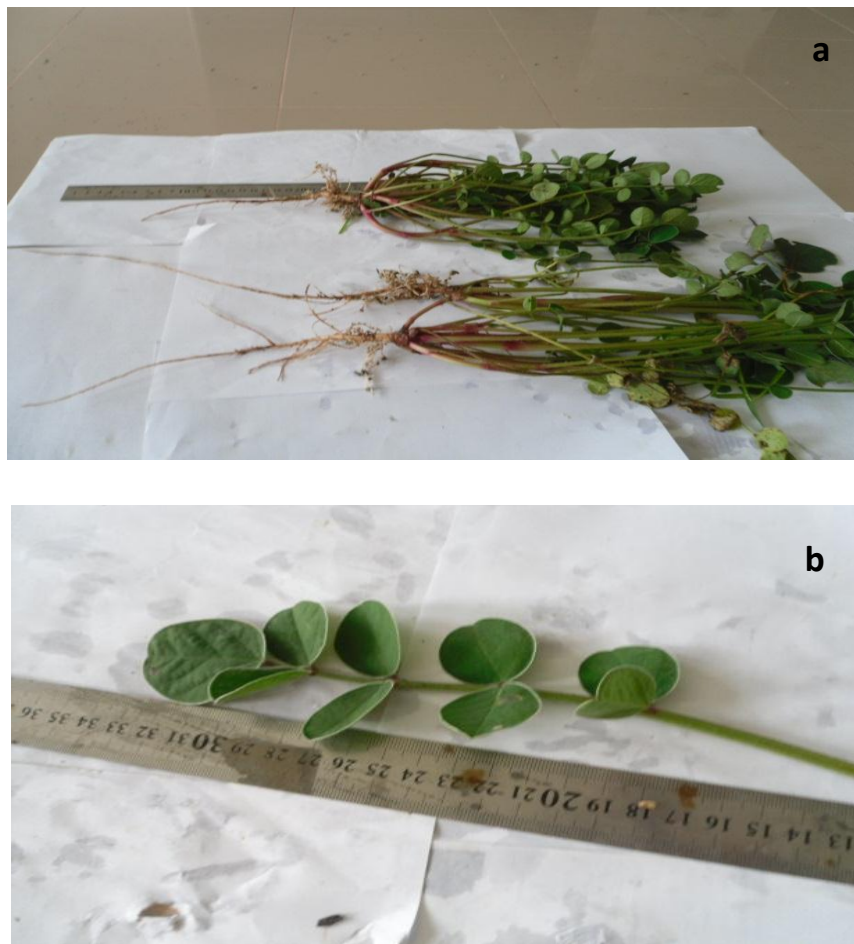


Fig. 2.Axe aérien (a) et feuilles (b) d'*H.flexuosum* (Medjebeur *et al.*, 2019)



Fig.3 : Inflorescences d'*H. flexuosum* (Medjebeur, 2013)

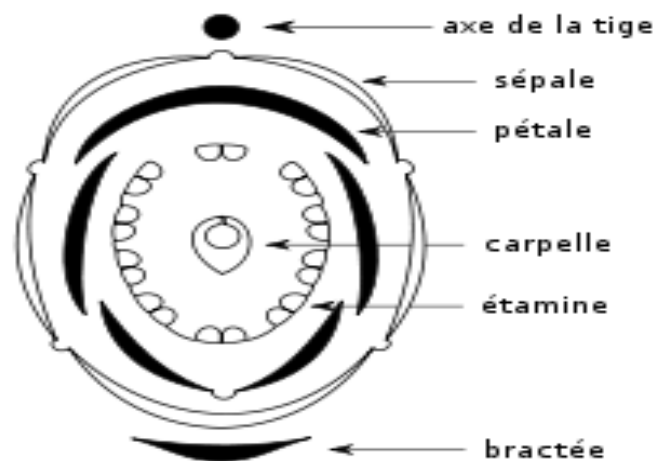


Fig. 4. Diagramme floral du genre *Hedysarum* (Meyer *et al.*, 2008)

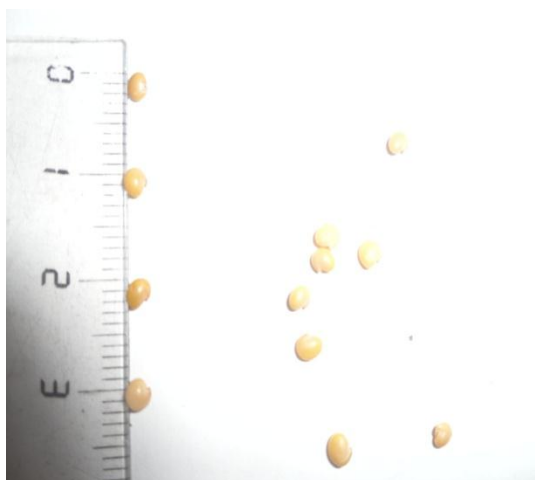
Le fruit est une gousse flexueuse plus ou moins comprimée, de forme suborbiculaire, ronde quadrangulaire (Fig. 5) couverte d'aiguillons (Tutin *et al.*, 1967 in Abdelguerfi- Berrekia, 1991), constituée d'un nombre variable d'articles renfermant les graines (jusqu'à 8 articles par gousse)

Les graines (2.5x2.5mm) sont réniformes ou ovoïdes, luisantes, de couleur marron ou jaunâtre à radicule fortement saillante (Prosperi *et al.*, 1995 ; Ben Jeddi, 2005). Selon Abdelguerfi-Berrakia (1985) le poids moyen de la gousse est de 163mg et celui d'une graine est compris entre 5 et 17mg.



(a)

(b)



(c)

Fig. 5 : Gousses (a et b) et graines (c) d'*H.flexuosum* (Medjebeur, et al., 2013)

6-3-2-Le système racinaire

Les espèces du genre *Hedysarum* présentent une racine pivotante (Fig. 6), robuste, profonde qui peut atteindre plus de 2m avec des racines secondaires bien développées (Lapeyronie, 1982). Les racines se caractérisent par la présence de nodosités (Lapeyronie, 1982) qui abritent des bactéries du genre rhizobium (*Rhizobium hedysareae*) (Lapeyronie, 1982).



Fig. 6 : Système racinaire et nodosités d'*H. flexuosum* (Medjebeur, 2019)

6-4-Aire de répartition

A l'état spontané, la majorité des espèces du genre *Hedysarum* se localisent dans les zones méridionales de la moitié occidentale du bassin méditerranéen. Elles poussent en Algérie orientale, Espagne Méridionale, Italie, au Nord et au Centre du Maroc, Malte, Sicile, Sardaigne et en Tunisie. Elles semblent même exister en Grèce et en Egypte (Boryer *et al.*, 1990 in Abdelguerfi-Berrekia, 1991).

H. flexuosum L. dans le bassin méditerranéen, a une aire de répartition relativement limitée. Elle s'étend du Sud de la péninsule ibérique à l'Afrique du Nord. Elle est absente en Libye, Tunisie, Egypte et en Mauritanie. Au Maroc, contrairement à l'Algérie où elle est abondante, l'espèce est représentée par des populations de taille réduite couvrant 1 à 3ha chacune, particulièrement dans les régions de Tanger, Tétouan et Asilah (Abdelguerfi-Berrekia *et al.*, 1989).

En Algérie, *Hedysarum coronarium*, est localisée dans le Nord-est alors que *Hedysarum flexuosum* occupe le Centre Nord de l'Algérie (Abdelguerfi-Berrekia *et al.*, 1989). Elle abonde sur les pentes septentrionales de l'Atlas Mitijien et est absente sur les hauts plateaux. L'étendue des populations varie souvent selon l'état de la dégradation des sites (Abdelguerfi-Berrekia *et al.*, 1991 ; Boussad *et al.*, 1995 in Ben Fadhel *et al.*, 2006).

6-5-Exigences pédoclimatiques

Hedysarum pousse à des altitudes faibles à moyennes inférieures à 600m et à une pluviométrie supérieure à 550m, dans l'étage bioclimatique subhumide (Prosperi *et al.*, 1995).

Hedysarum se rencontre sur les sols de texture très fine à fine, généralement pauvres en potassium et en phosphore, à pH compris entre 6.2 et 8.1 et à conductivité électrique très faible à moyenne. C'est une plante fréquente sur les pentes marneuses, absente dans les sols calcaire (Abdelguerfi Berrekia *et al.*, 1991). *Hedysarum flexuosum* L. se développe sur des terrains en pente, préférant les sols argileux et basiques (Prosperi *et al.*, 1995).

6-6-Composition chimique d'*Hedysarum flexuosum* L.

Plusieurs travaux considèrent *Hedysarum flexuosum* L. comme une source riche en protides et fibres ainsi qu'en sels minéraux (Tab. 1). De valeur supérieure à celle de nombreuses graminées (Caputa, 1967 ; Ben Youcef, 1972 ; Olea et Paredes, 1982 in Abdelguerfi Berrekia, 1985 ; Kadi *et al.*, 2011). La valeur nutritive du foin d'*H. flexuosum* est estimée à 8.96 ± 0.57 MJDE/kg de MS (Mégajoules d'énergie digestible) et 71.1 ± 8.9 g DP/kg de MS (Protéines digestibles), ce qui permet de le considérer comme bon et équilibré pour les lapins en remplacement de la luzerne (Kadi *et al.*, 2011).

Tableau 1 : Composition chimique du foin du Sulla (*H. flexuosum* L.) (Kadi *et al.*, 2011).

Paramètres	Foin de Sulla (g/kg de matière brute)	(%) de matière sèche
Matière sèche	885	88.5
Cendre	125	14.12
Protéines brutes (Nx6.25)	147	16.61

6-7-Importance d'*H. flexuosum*

6-7-1-Intérêts agronomiques

Les légumineuses fourragères sont une source importante de protéines, leur valeur nutritive est supérieure à celle des graminées. Les performances agronomiques du Sulla sont bien établies : les populations naturelles, à port érigé, sont souvent bien adaptées aux fauchages et assurent un pâturage abondant de qualité (Abdelguerfi-Berrekia *et al.*, 1991). Le Sulla peut en effet atteindre un rendement de 10 tonnes de MS/ha en situation optimale d'humidité et de température (Piccioni, 1965 et Cordoda, in Belmihoub, 2012).

En Algérie, *H. flexuosum* produit à l'état spontané, 50 tonnes de matière verte par hectare est similaire à celui sous conditions australiennes de 9.5t MS/ha (De Koning *et al.*, 2003).

Le Sulla est très appréciée des animaux car il est doté d'un important coefficient de digestibilité. En effet, malgré le diamètre important de ses tiges bien supérieur à celui de la luzerne, le foin du Sulla est moins riche en cellulose brute (Piccioni, 1965 *in* Belmihoub, 2012). Le Sulla est utilisé et apprécié dans l'alimentation des moutons (Molle *et al.*, 2003 *in* Ben Jeddi, 2005), des chèvres (Bonanno *et al.*, 2007 *in* Kadi, 2012) des vaches (Ramirez-Restrepo et Barry, 2005) et des lapins Cucchiara (1989). Le fourrage constitué de 35% de Sulla permet de remplacer la luzerne déshydratée assurant ainsi un régime d'engraissement de lapin, avec de meilleures performances (Kadi *et al.*, 2012). Par ailleurs, le Sulla permet de réaliser de bonnes performances de production laitière des brebis. Il améliore aussi le poids des carcasses et le rendement à l'abattage pour les petits ruminants grâce à son contenu élevé en matière sèche (Sitz *et al.*, 2006 ; Bonnano *et al.*, 2010 *in* Belmihoub, 2012).

6-7-2-Intérêts écologiques

Le Sulla a un rôle important dans l'amélioration et la fertilité des sols par la fixation de l'azote atmosphérique *via* les bactéries du genre *Rhizobium*, ce qui fait de cette espèce un excellent précédent cultural pour les céréales et contribue également à l'amélioration de la fertilité organo-chimique du sol (Gounot, 1958 ; Trifi *et al.*, 2002 *in* Slim et Ben Jeddi, 2011).

Cette espèce est aussi appréciée dans les régions du nord, du Maroc et de la Nouvelle Zélande, pour son utilité établie dans la protection des sols contre l'érosion et pour la valorisation des régions dégradées, particulièrement, dans les zones arides et semi-arides (Douglas, 1998 ; Hannachi *et al.*, 2004 *in* Sebihi, 2008 ; Elboutahiri, 2010 ; Ben Jeddi, 2005).

En apiculture, le Sulla est considéré comme une plante mellifère appréciée par les abeilles (Frame, 2000 ; Hannachi-Salhi, 2004, *in* Gharzouli, 2006 ; Niar, 2014). Les travaux de Niar (2014) ont ainsi mis en évidence une dominance du pollen de Sulla (50%) associé à d'autres espèces mellifères (*Eucalyptus*, *Thymus* et *Citrus*) dans les miels Algériens.

6-7-3-Intérêts thérapeutiques

Les travaux de Niezen *et al.* (2002), ont montré la présence de tanins condensés (CTS) dans le Sulla qui réduit les infections gastro-intestinales, chez les bovins et les caprins car ils dégradent les protéines dans le rumen. Ces travaux ont mis en évidence, l'action antiparasitaire du Sulla, grâce à l'effet anthelminthique de ses tanins condensés accumulés dans les feuilles.

Matériel et Méthodes

-Matériel et Méthodes

Notre travail regroupe quatre expérimentations :

-La première expérimentation (Medjebeur *et al.*, 2018 : voir Annexe) porte sur l'effet de la salinité et du stress hydrique simulé par le PEG sur la germination des graines d'*Hedysarum flexuosum*, récoltées à la région de Ouadhias dans la wilaya de Tizi-Ouzou (Tabl. 2)

-La deuxième expérimentation concerne l'influence de phytohormones et d'un composé antioxydant, l'acide ascorbique, sur la germination des graines d'*Hedysarum flexuosum*, récoltées à la station de Ouadhias.

-La troisième expérimentation a pour but l'étude de la réponse à la contrainte saline de plantules de *H. flexuosum* de quatre provenances (Ouadhias, Azeffoun, Hasnaoua et Naciria) (Tab.2).

-La quatrième expérimentation consiste en un essai de culture en pot des plants de *H. flexuosum* de la région de Hasnaoua, sous serres soumises à une contrainte saline.

1-Matériel végétal

Les gousses d'*Hedysarum flexuosum* utilisées ont été collectées à maturité sur pieds, sur des parcelles non cultivées d'une superficie d'environ 1000m². Les récoltes ont été réalisées de la mi-juin jusqu'au début du mois de juillet.

Au laboratoire, nous avons procédé à un tri manuel afin d'éliminer les gousses vides ou celles tachetées. Tous les échantillons sont conservés dans des sacs en papier à 4°C.

2-Préparation des graines

Les gousses sont écosées manuellement, au laboratoire, pour extraire les graines. Les graines percées ou visiblement infectées par les champignons, bruches ou de taille inférieure à la moyenne sont enlevées du lot testé.

2-1-Test de viabilité des graines

Nous avons utilisé le test densimétrique afin de tester la viabilité de chaque graine. Ce dernier consiste à mettre chaque lot de graines dans un récipient d'eau distillée, les graines qui tombent au fond sont considérées comme mures, celles qui remontent en surface sont soit immatures ou bien mortes et sont ainsi enlevées du lot (Côme, 1970).

2-2-Scarification et désinfection des graines utilisées dans les différents essais

Afin d'éviter d'éventuelles inhibitions tégumentaires (Côme, 1970), nous avons réalisé une scarification mécanique en frottant légèrement les graines destinées à être semées (expérimentation 3 et 4), entre deux feuilles de papier abrasif. Elles sont ensuite, traitées à l'hypochlorite de sodium 5% pendant 5 minutes, puis rincées abondamment à l'eau distillée avant la mise en germination.

3-Etude de l'impact des stress salin et hydrique simulé par le PEG sur la germination des graines d'*H. flexuosum*

Les graines ont subi les différentes étapes énumérées précédemment. Nous avons utilisé pour chaque stress (salin et hydrique), 100 graines réparties sur 5 boîtes de Petri (ou répétitions). Nous avons placé 20 graines dans chaque boîte de Petri de 90mm de diamètre et tapissées de 2 couches de papier filtre Whatman n°1.

-Pour le stress salin, nous avons étudié l'effet de 6 concentrations de NaCl (2, 4, 6, 8, et 10g/l), à raison de 5 répétitions (boîtes) par concentration, ce qui fait au total 30 boîtes (5 répétitions × 6 concentrations de NaCl). Les boîtes sont arrosées avec le même volume de solution de NaCl (6ml), alors que les boîtes témoins reçoivent 6ml d'eau distillée.

-Pour le stress osmotique, il a été appliqué par le biais de quatre concentrations de PEG-6000 correspondant aux quatre pressions osmotiques suivantes (-1, -3, -7, et -9.25bars) (Michel et Kofman, 1973), ce qui donne un total de 25 boîtes de Petri (5 répétitions × 5 concentrations de PEG, témoin inclus). Chaque boîte reçoit le même volume de solution de PEG (6ml) et les boîtes des graines témoins sont arrosées avec 6ml d'eau distillée chacune.

Toutes les boîtes sont placées dans un germoir à 20°C ($\pm 2^\circ\text{C}$). Le nombre de graines germées est noté quotidiennement pendant une période de 10 jours. La graine est considérée germée dès l'observation d'une radicule de 5mm de longueur (Côme, 1970 ; Akman, 2009). A la fin de cette expérience, nous avons déterminé le taux de germination (TG) et le temps moyen de germination (TMG).

4-Etude de l'impact de prétraitements par des phytohormones et l'acide ascorbique sur la réponse des graines au stress salin

L'influence des phytohormones sur la réponse des graines d'*H. flexuosum* au stress salin, a été étudiée, en immergeant les graines pendant 48 heures dans des solutions d'acide gibbérellique (GA3) d'acide salicylique ou d'acide ascorbique (antioxydant).

Deux concentrations ont été testées 1 et 1.5mM pour le GA3, une concentration 1.5mM pour l'acide salicylique, et deux concentrations 20 et 60mM pour l'acide ascorbique. Les graines

sont ensuite séchées pendant 24h à température ambiante (Dallali *et al.* 2012). Le nombre de graines par boîtes est de 20 aussi bien pour le témoin que pour les traitées.

Le suivi de la germination a été réalisé sur une période de 10 jours, le comptage des graines germées a été effectué quotidiennement. A la fin de cette expérience, nous avons déterminé, le taux de germination (TG), le temps moyen de germination (TMG), les longueurs de la tige et de la racine ainsi que la biomasse fraîche des plantules.

5-Détermination des paramètres de germination

5-1-Taux de germination (TG)

Le taux de germination ou TG est exprimé par le rapport du nombre de graines germées (n) sur le nombre total de graines testées (N) rapporté à 100% (Côme, 1970).

$$TG = \frac{n}{N} \times 100$$

5-2-Temps moyen de germination (TMG)

Le TMG correspond au temps mis par les semences pour germer (Côme, 1970). Il est calculé selon la formule suivante :

$$TMG = \frac{(N_1T_1 + N_2T_2 + \dots + N_nT_n)}{(N_1 + N_2 + \dots + N_n)}$$

N_1 : nombre de graines germées au temps T_1

N_n : nombre de graines germées entre le temps T_{n-1} et le temps T_n

T : nombre total de jours d'observation.

5-3-Cinétique de germination

La cinétique de germination des graines permet, d'appréhender la signification du comportement germinatif des écotypes étudiés et l'ensemble des événements depuis l'absorption de l'eau par la graine, jusqu'à l'élongation de l'axe embryonnaire et l'émergence de la radicule à travers les téguments (Côme, 1970).

6-Effets du stress salin sur la croissance et la physiologie des plantes d'*H. flexuosum*

Nous avons étudié l'effet de trois concentrations de NaCl (3, 6 et 9g/l) sur des paramètres éco-physiologiques de plantes d'*H. flexuosum* L.

Nous avons disposé 5 graines par pot (volume du pot : 1 litre), dans un substrat constitué d'un mélange de 1/3 de terreau horticole, 1/3 de terre d'origine (site où pousse spontanément le sulla) et 1/3 de sable lavé et stérilisé. A la levée nous n'avons gardé que 4 plantules homogènes par pot après éclaircissage. La fréquence de l'arrosage est fixée à 3 fois par semaine à raison de 10ml /pot avec une solution nutritive de Wacquant, (1974) citée par Taffouo *et al.* (2009). Cette dernière est constituée de 0.4mM de KNO₃; 1mM de KH₂PO₄; 0.4mM de MgSO₄. Nous avons ajouté à cette solution 3, 6 ou 9 g/l de NaCl. Les plants témoins ont été arrosés avec la solution nutritive sans ajout de NaCl. L'expérimentation a eu lieu dans une serre (Faculté des Sciences Biologiques et des Sciences Agronomiques UMMTO) (Fig. 7). Notre dispositif expérimental est réparti comme suit : 4 doses de NaCl x 40 plantes par dose, soit un total de 160 plantes.

Après 2 mois de culture, des paramètres morphologiques (longueurs et masses des organes, volume racinaire, nombre de feuilles par plante, surface foliaire), physiologiques (RWC, intégrité membranaire) et biochimiques (teneur en sucres solubles totaux, en proline, en protéines solubles, en chlorophylles totales) ont été mesurés chez les plantes témoins et les plantes stressées.



Fig. 7 : Dispositif expérimental en serre

7-Etude de l'influence de la provenance sur la réponse des plantules d'*H. flexuosum* au stress salin

Cette expérience a pour but de rechercher d'éventuelles variations de réponse au stress salin de plantules d'*H. flexuosum* de quatre provenances (Tab. 2) : Azeffoun, Hasnaoua, Naciria et

Ouadhias. Ces quatre stations sont toutes situées dans l'étage bioclimatique subhumide (Meddour, 2010, modifié).

Tableau 2 : Coordonnées géographiques des différentes stations

	Ouadhias (Tizi-Ouzou)	Azeffoun (Tizi-Ouzou)	Hasnaoua (Tizi-Ouzou)	Naciria (Boumerdes)
Latitude	36°33'0''N	36°53'45.95''N	36°43'0''N	36°44'51''N
Longitude	4°5'0''E	4°25'13.32''E	4°3'0''E	3°49'44''E
Altitude	488m	25m	100m	280m

Les essais sont réalisés dans des barquettes en plastiques. Le substrat est composé de 2/3 de terreau et 1/3 de sable. Chaque barquette est constituée de 32 alvéoles (8 x 4), d'un volume de 200ml. Nous avons semé 6 graines par alvéole. A la levée nous n'avons gardé que 4 plantules homogènes après éclaircissage dans chaque alvéole.

Dès l'apparition de la première feuille, nous avons procédé à l'application du stress salin. Ce dernier a été appliqué par des concentrations progressives durant une semaine afin de ne pas créer de choc osmotique aux plantules en post germination. La solution saline est constituée de 0.4mM de KNO₃; 1mM de KH₂PO₄; 0.4mM de MgSO₄, additionnée à une concentration de NaCl (3, 6 ou 9 g/l). La fréquence de l'arrosage est fixée à 3 fois par semaine à raison de 10ml par alvéole. Notre dispositif est réparti comme suit : 4 doses x 4 provenances d'*Hedysarum* x 32 répétitions par traitement. Un total de 512 plantules a été suivi.

7-1-Détermination des paramètres de croissance

Pour évaluer l'effet de la salinité sur la croissance des plantules d'*H. flexuosum*, nous avons mesuré les paramètres morphologiques suivant, après deux mois de culture en serre pour chaque concentration :

7-1-1-Comptage du nombre de feuilles

Le comptage du nombre moyen de feuilles par plant est effectué à la fin de la culture (après deux mois) correspondant à la phase de près floraison. Pour ce faire, un lot homogène de 32 plants pour chaque concentration a été choisi pour compter le nombre de feuilles par plant.

7-1-2-Mesure de la croissance en longueur

Les plantes au nombre de 12, pour chaque traitement, récoltées à la fin de l'expérimentation sont séparées en partie racinaire et partie caulinare. Les racines sont lavées soigneusement à l'eau puis séchées rapidement avec du papier absorbant. Les longueurs des parties aériennes et racinaires sont mesurées à l'aide d'une règle graduée. Les valeurs obtenues constituent la moyenne de 12 répétitions/espèce/traitement. Le rapport (R/PA) de la longueur des racines sur celles des parties aériennes a été estimé. La biomasse aérienne et racinaire a été estimée par des pesées de matière fraîche et sèche, après 48h à l'étuve à 80°C jusqu'à obtention d'un poids constant.

7-1-3-Mesure du volume racinaire

Cette mesure consiste à plonger dans un volume d'eau (V1) des racines, on obtient alors un nouveau volume (V2), le volume racinaire V est obtenu par la différence des deux volumes selon la formule :

$$V=V2-V1$$

7-1-4-Mesure de la surface foliaire

Pour mesurer la surface foliaire, nous avons utilisé le logiciel : Mesurim pro. 30 feuilles par traitement sont utilisées. La méthode de mesure consiste à scanner les feuilles puis à passer les différentes images obtenues au logiciel Mesurim pro.

7-2-Détermination des paramètres physiologiques

7-2-1-Teneur relative en eau (RWC)

Pour mesurer la TRE (RWC), nous avons prélevé 3 feuilles au hasard par plante. Ce prélèvement a été réalisé sur un échantillon de 8 plantes par traitement. Les feuilles sont rapidement pesées pour avoir le poids frais (PF) puis sont immergées dans 10ml d'eau distillée. Les échantillons sont mis au frais pendant 24heures pour permettre leur complète hydratation. Après hydratation, les feuilles sont pesées pour l'obtention du poids en turgescence (poids à saturation : PT). Elles sont placées dans une étuve à 70°C pendant 72heures pour obtenir le poids sec (PS). La teneur relative en eau est déterminée selon la formule de Barrs et Weatherley (1962) cité par Teulat *et al.* (1997) :

$$\text{RWC (\%)} = [(PF-PS) / (PT-PS)] \times 100$$

7-2-2-Détermination du taux de Fuite d'électrolytes

La stabilité de la membrane plasmique peut être évaluée par la mesure du pourcentage de dommages cellulaires (% Dom) engendré à la membrane par un choc thermique, déterminé selon la méthode décrite par Ibrahim et Quick (2001). Pour ce faire, les feuilles les plus développées sont rincées à l'eau puis découpées en portions de 1cm de long et placées dans 10ml d'eau distillée dans des tubes hermétiquement fermés. La conductance des solutions (T1) contenues dans les tubes, laissées à température ambiante est déterminée après 60min. Les échantillons sont ensuite mis à 100°C pendant 1heure puis conservés à 4°C pour une deuxième lecture au conductimètre (en μ siemens) après refroidissement (T2).

$$\text{Dom (\%)} = (T1/T2) \times 100$$

7-3-Détermination des paramètres biochimiques

Les différents paramètres biochimiques évalués ont été déterminés à la fin des tests (deux mois après culture) sur des feuilles prélevées à partir de 8 plantules.

7-3-1-Dosages des sucres solubles totaux

L'extraction des sucres a été réalisée selon la méthode de Cerning-Berorard(1975), à partir de poudre foliaire sèche broyée dans 10ml d'éthanol (80%). Chaque extraction a été réalisée sur 3 répétitions. Après centrifugation (4000tours/min pendant 10min) et agitation, le surnageant est récupéré. Une 2eme extraction est réalisée avec de l'éthanol, suivie d'une centrifugation (3000tours/min pendant 10min). L'extrait total est ajusté à 50ml avec de l'eau distillée. Le dosage est réalisé sur 1ml d'extrait associé à 2ml de réactif à l'Anthrone mis à 100°C pendant 7min. Une lecture au spectrophotomètre (Shimadzu UV.101.02), à 630nm est ensuite réalisée. Les teneurs en sucres solubles des échantillons (en mg.g^{-1} de MVS), sont déterminées en utilisant une courbe étalon réalisée à partir d'une solution mère de glucose (100 $\mu\text{g/ml}$).

7-3-2-Dosages des chlorophylles totales

Les feuilles de 8 plantules d'*Hedysarum*, testées sont prélevées à la fin de l'expérimentation et placées dans de l'acétone à 80%. Chaque mesure a été répétée 3 fois. L'ensemble est broyé en résidus très fins à l'aide d'un polytron, puis centrifugé 10min à 3000 tours mn^{-1} . Les surnageant sont stockés à -4°C alors que les culots sont repris dans de l'acétone (80%), mélangés, puis centrifugés à nouveau dans les mêmes conditions que précédemment. La détermination des teneurs en chlorophylles totales est réalisée à partir d'extraits de surnageant ajustés à 10ml avec de l'acétone à 80%. à une densité optique de 652nm (Bruinsma, 1961 *in* Hanana *et al.*, 2014), selon la formule suivante:

$$\text{Chl.T (mg.g-1)} = \frac{\text{Vol. extrait acétone (ml)} \times \text{Vol lecture} \times \text{DO lecture} \times 10}{\text{Poids de matières fraîches des feuilles (mg)}}$$

Poids de matières fraîches des feuilles (mg)

7-3-3-Dosage de la Proline

Le dosage de la proline selon Troll et Lindsley (1955) repris par Magné et Larher (1992) a été réalisé à partir de feuilles sèches (100mg), mélangée à du méthanol (40%) et portée à 85°C pendant 60min. A 1ml de l'extrait sont ajoutés, 1ml d'acide acétique et 1ml de réactif à la Ninhydrine. L'ensemble est porté à ébullition pendant 30min. Après refroidissement 5ml de toluène sont ajoutés : deux phases se forment. Un extrait est prélevé à partir de la phase supérieure et additionné à du Na₂SO₄. Les densités optiques sont lues à 528nm puis les quantités de proline sont déterminées à l'aide d'une courbe étalon réalisée à partir d'une solution mère de proline de 1mg^l⁻¹.

7-3-4-Dosage des protéines hydrosolubles

Le dosage des protéines se fait selon la technique de Bradford (1976). L'extraction à froid, est réalisée à partir de 0.5g de matière fraîche dans 10ml de tampon phosphate (0.06M pH7). Une centrifugation à 8000 tours/min pendant 15min est appliquée puis le surnageant contenant les protéines solubles est récupéré. Les extraits de 200µl chacun sont ajustés à 2ml avec le réactif de Bradford au bleu de Coomassie. L'absorbance est lue à 595nm. Les quantités de protéines (mg.g⁻¹ de MVF) sont déterminées à l'aide d'une courbe étalon d'une solution de Serum Bovin ou BSA, (solution mère de 0.1mg/ml).

8-Analyse statistique

Les résultats obtenus sont soumis à une analyse de variance en utilisant le logiciel stat box version 6. L'analyse est complétée par le test de Newman-Keuls au seuil d'erreur de 5% quand les différences sont significatives

Résultats

-Résultats

1-Effets de la salinité et du stress hydrique sur la germination des graines d'*H. flexuosum* (Medjebeur *et al.*, 2018 : voir Annexe)

1-1-Effet de la salinité sur la capacité germinative d'*H. flexuosum*

1-1-1-Effet sur le Taux de Germination (TG)

Le tableau 3 et la figure 8 montrent les résultats de TG des graines de *H. flexuosum* en réponse à l'augmentation de la concentration de NaCl du milieu d'imbibition. Nous observons des diminutions de valeurs de TG à mesure que la concentration en NaCl augmente dans le milieu. Nos résultats montrent que les variations du TG en fonction des concentrations de NaCl est très hautement significative ($P < 0.001$).

Le taux de réduction de la capacité germinative est d'autant plus élevé que la pression osmotique est plus forte (Fig. 1). A partir de 2g/l de NaCl, l'influence de la salinité est significative ($p < 0.001$) avec un TG de 74% correspondant à un taux de réduction 18.68%. Le TG continue à baisser jusqu'à atteindre une valeur minimale de 6% enregistrée sous la plus forte dose de NaCl testée (10g/l). (Fig. 8)

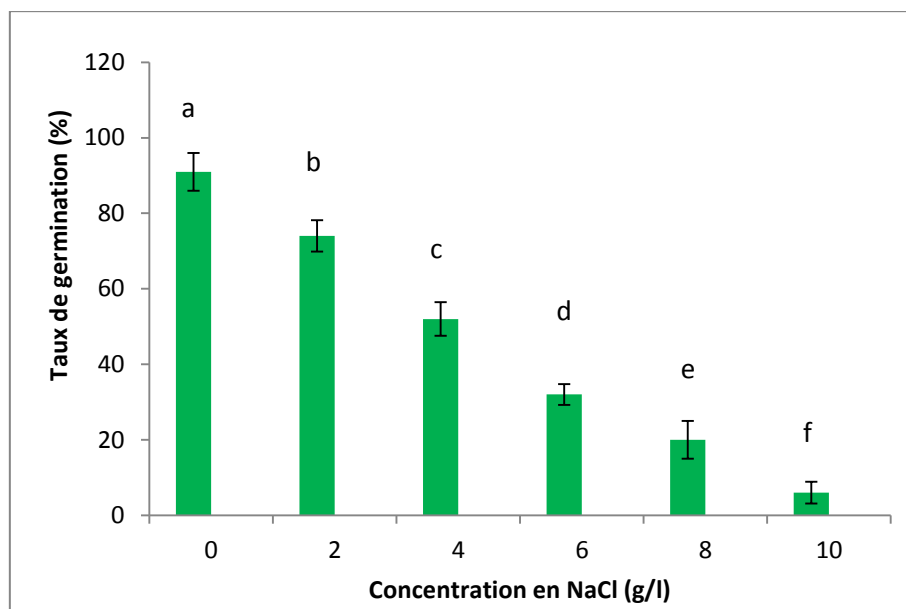


Fig. 8 : Effet du stress salin sur le taux de germination des graines d'*H. flexuosum*

1-1-2-Effet sur le TMG

Le TMG chez les graines témoins est de 2.37 jours. Il s'allonge jusqu'à 8 jours avec la dose de 10g/l de NaCl (Fig. 9). L'analyse de la variance du facteur TMG de *H. flexuosum* montre qu'il augmente significativement ($p < 0.001$) avec l'élévation de la salinité (Tab. 3 et Fig. 9).

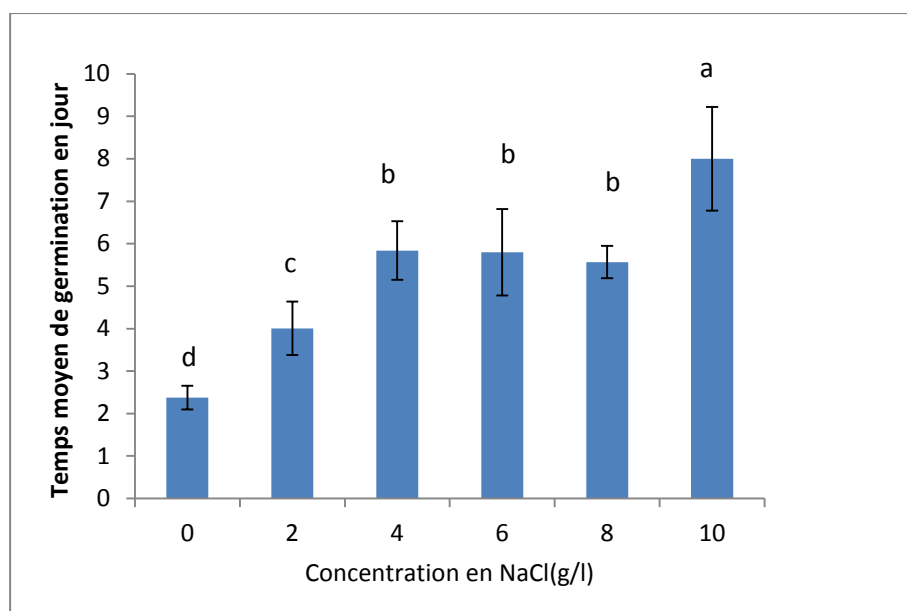


Fig. 9 : Effet du stress salin sur le TMG des graines d'*H. flexuosum*

Tableau 3 : Les TG et TMG d'*H. flexuosum* sous stress salin

Concentrations NaCl (g/l)	TG (%)	Similarité statistique TG	TMG (Jours)	Similarité statistique TMG
0	91	a	2.37	d
2	74	b	4.00	c
4	52	c	5.83	b
6	32	d	5.79	b
8	20	e	5.56	b
10	3	f	8.00	a

1-1-3-Effet sur cinétique de germination

La courbe illustrant la cinétique de germination des graines de *H. flexuosum* témoins et sous l'effet des concentrations croissantes de NaCl montre trois phases différentes (Fig. 10) :

- Une première phase de latence, caractérisée par le temps nécessaire pour une imbibition adéquate des graines,
- une deuxième phase durant laquelle la vitesse de germination augmente jusqu'à atteindre une valeur maximale,
- et une phase constante en plateau. A partir de là, la germination s'arrête. La valeur la plus élevée est obtenue par les témoins (91%). Le TG diminue avec l'augmentation du stress jusqu'à une valeur de 20% à 8g/l de NaCl et il s'annule à 10g/l (Fig. 10).

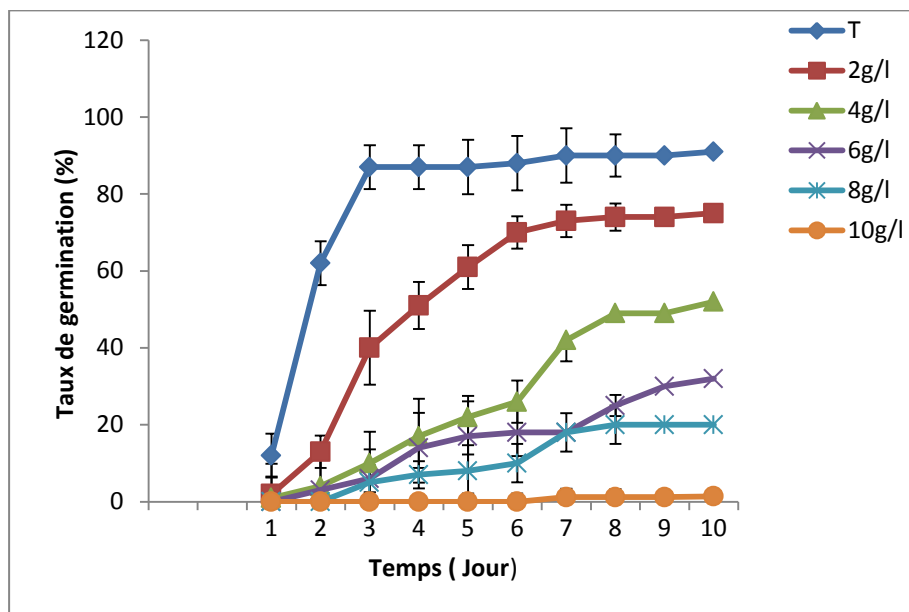


Fig. 10. Effet du stress salin sur la cinétique de germination des graines d'*H. flexuosum*

1-2-Effet du stress osmotique sur la germination des graines d'*H. flexuosum*

1-2-1-Influence du stress osmotique sur le TG

Les taux de germination (TG) sous l'effet du stress osmotique sont représentés dans la figure 11. L'analyse statistique des résultats montre une différence très hautement significative ($P < 0.001$) des TG soumis aux différentes concentrations de PEG (Tab. 4).

Le TG le plus élevé est enregistré chez les graines témoins (94%). Le TG diminue avec l'augmentation de la pression osmotique du milieu d'imbibition. A une pression osmotique de -1 bar, le TG chute à 37%, correspondant à une réduction de 60.63% par rapport au témoin.

Sous la pression de -3bars, la réduction de la germination atteint 90.42%. La germination est complètement inhibée à -9.25bars (Fig. 11).

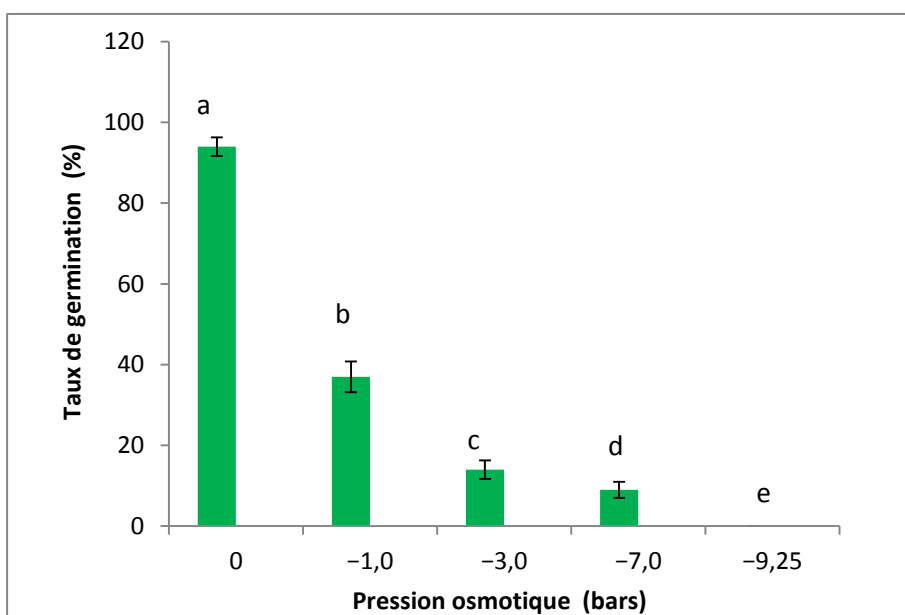


Fig. 11 : Effet du stress hydrique sur le TG des graines d'*H. flexuosum*

Tableau 4 : Effet du stress hydrique sur le TG et le TMG d'*H. flexuosum*

Pression osmotique (bars)	TG (%)	Similarité statistique des TG	TMG (Jours)	Similarité statistique des TMG
0	94	a	2.23	d
-1	37	b	4.15	c
-3	14	c	5.12	b
-7	9	d	6.95	a
-9.25	0	e	0	e

Le TMG des graines d'*H. flexuosum* augmente avec la pression osmotique. En effet, les graines témoins germent plus vite que celles traitées au PEG (Fig. 12). Elles nécessitent 2.23

jours pour germer, alors qu'aux pressions osmotiques plus élevées (-3bars et -7bars), elles germent après des temps plus longs respectivement de 5.12 et 6.95 jours (Fig 12 et Tab. 4).

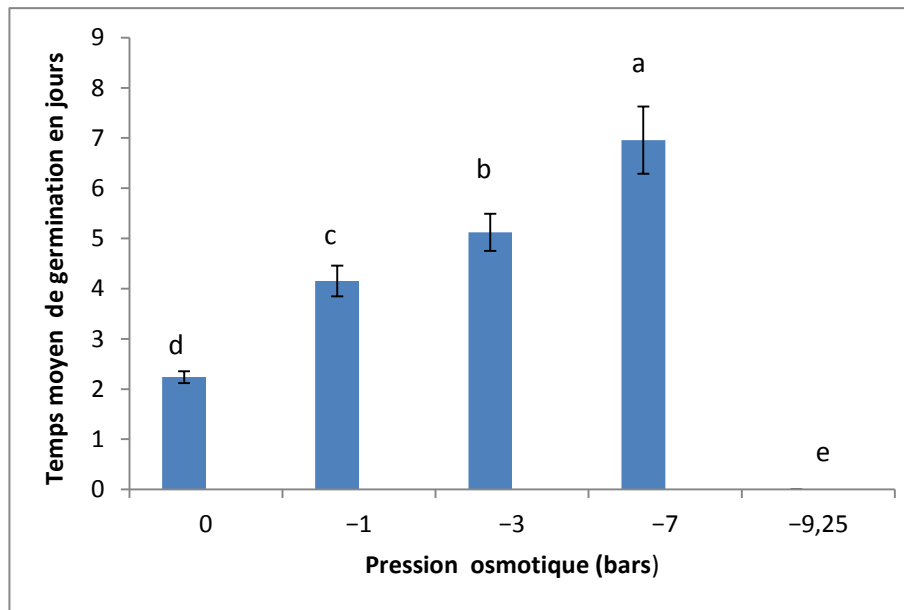


Fig. 12. Effet du stress hydrique sur le TMG des graines *d'H. flexuosum*

1-2-2-Effet du stress hydrique sur la cinétique de germination

Les résultats des cinétiques de germination des graines exposées à un stress hydrique montrent sur milieu témoin des courbes avec trois phases : une courte phase de latence, phase d'accélération de la germination et le palier correspondant à un l'arrêt de la germination (Fig. 13). L'effet négatif du déficit hydrique se manifeste sur les phases de latence et exponentielle de la germination au cours de l'une ou de l'autre phase et varie en fonction de l'intensité du stress. Le temps de latence augmente avec l'augmentation de la pression osmotique ; en effet, nous avons relevé 2 et 5 jours respectivement chez les graines traitées à -1 et -7bars et la phase exponentielle s'allonge avec le stress (Fig. 13).

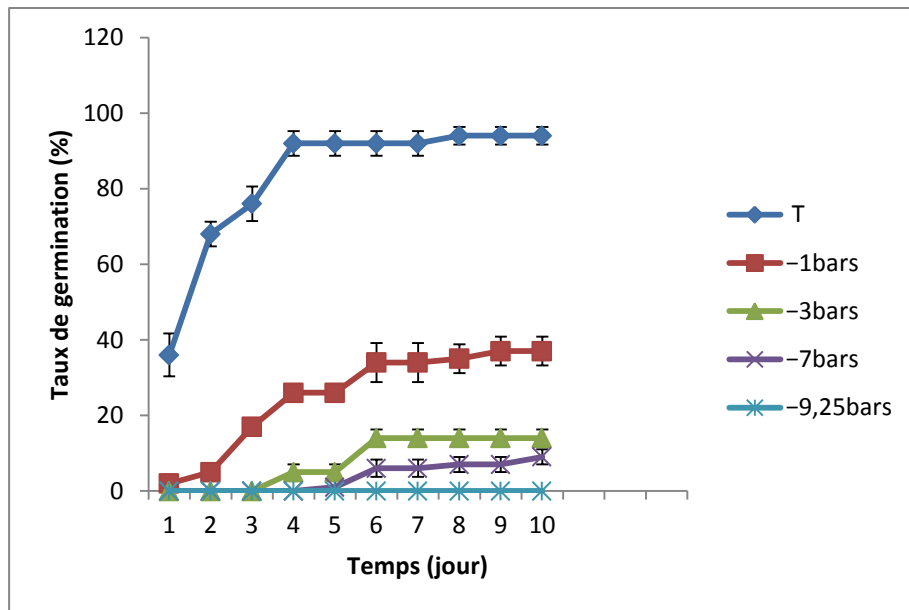


Fig. 13 : Effet du stress hydrique sur la cinétique de germination des graines d'*H. flexuosum*

2-Influence des phytohormones sur la tolérance d'*H. flexuosum* au stress salin

Les résultats décrits dans ce chapitre consistent en l'estimation du degré de contribution de deux phytohormones (acide gibbérellique et acide salicylique) et de l'acide ascorbique au renforcement de la tolérance à la salinité lors de la germination des graines *d'H. flexuosum*.

2-1-Influence des acides gibbérellique (GA3), ascorbique et salicylique sur la réponse des graines de *H. flexuosum* à la salinité

2-1-1-Influence sur le TG

Les TG, après douze jours de germination des graines d'*H. flexuosum* traitées avec différentes concentrations de NaCl additionnées de différentes doses de gibbérelline GA3 sont illustrées par les figures 14, 15 et 16.

Les TG des graines d'*H. flexuosum* diminuent en fonction de la concentration du milieu en NaCl (Fig. 14). Concernant le traitement par des phytohormones nous observons que le TG avec 1mM de GA3 se trouve amélioré par rapport aux témoins (graines sous salinité sans traitement hormonal). En effet, à cette même concentration de GA3 sous une salinité de 6g/l de NaCl, le pourcentage de graines germées est de 53%, taux très significativement élevé comparativement au cas non traité par cette phytohormone (21%). A 1,5mM de GA3, la germination est améliorée par rapport au témoin mais demeure plus réduite par rapport au résultat obtenu avec 1mM.

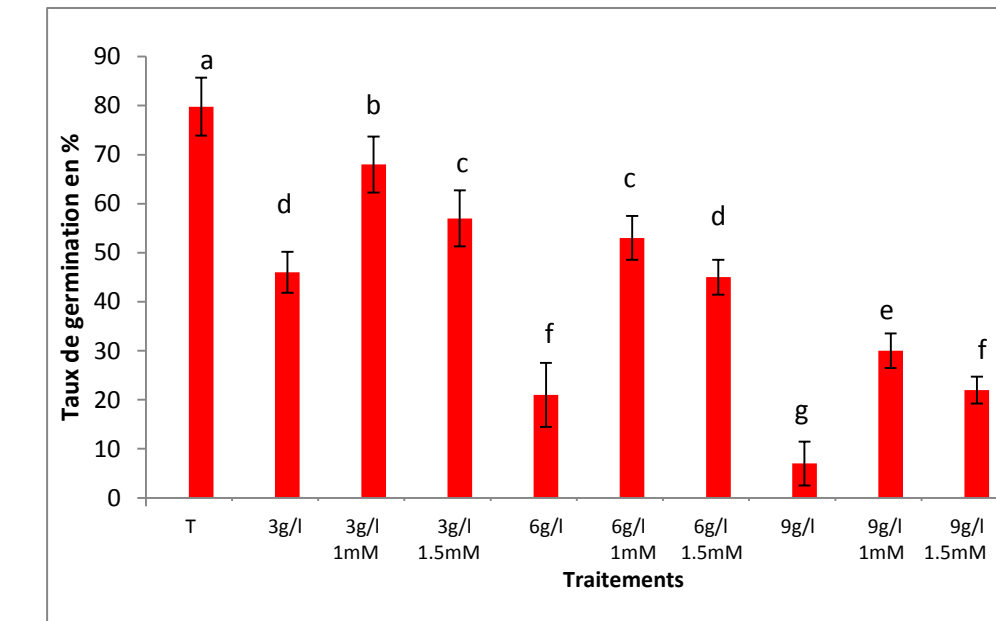


Fig. 14 : Effet conjugué du NaCl (g/l) et de la GA3 (mM) sur le TG d'*H. flexuosum*

Les résultats obtenus montrent une influence significative négative de l'acide ascorbique à 3 et 6 g/l de NaCl, plus intense à 60mM qu'à 20mM. A 9g/l de NaCl, une influence positive est enregistrée à 60 mM d'acide ascorbique seulement (mais sans atteindre les taux de TG à 3g/l et même à 6g/l de NaCl) alors que 20mM n'a eu aucun effet (Fig.15).

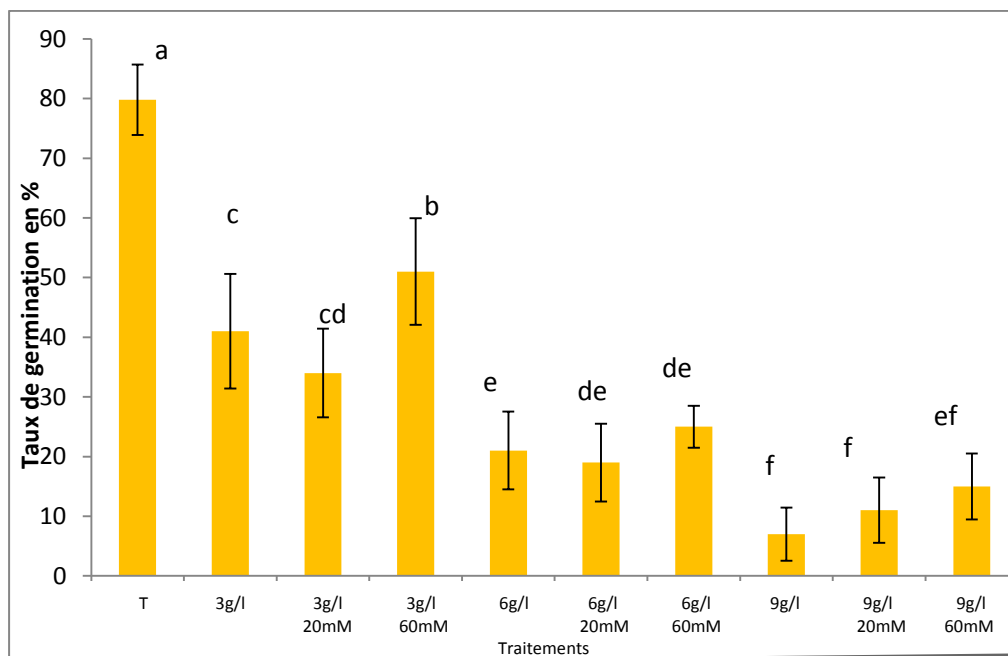


Fig. 15 : Effet conjugué du NaCl (g/l) et de l'acide ascorbique (mM) sur le TG d'*H. flexuosum*

Pour le traitement à l'acide salicylique, l'analyse statistique des résultats a montré un effet positif très significatif sur l'amélioration de la germination en situation de stress. A 3g/l, l'acide salicylique augmente significativement le taux de germination de 67% (groupe b). Le taux de germination a très significativement augmenté (Fig. 16), comparativement au TG sans acide salicylique sous un stress de 9g/l (groupe e).

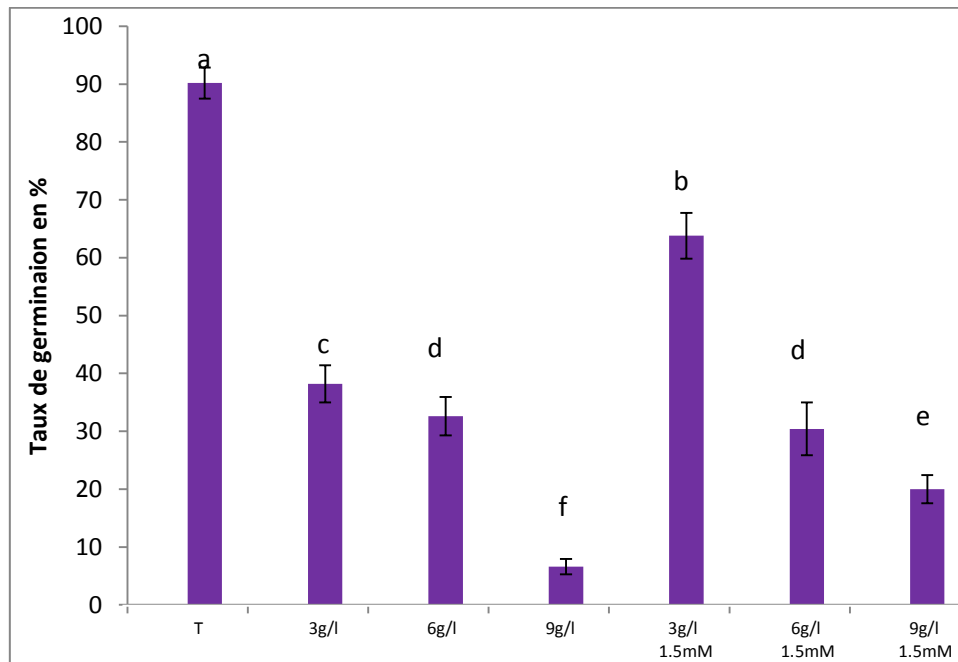


Fig. 16. Effet conjugué du NaCl (g/l) et de l'acide Salicylique (mM) sur le TG d'*H. flexuosum*

2-1-2-Influence sur le TMG

Les TMG en fonction des doses d'acides, gibbéréllique, ascorbique et salicylique sont illustrées par les figures 17, 18 et 19.

Le TMG des graines témoins s'allonge à mesure de l'augmentation de la salinité dans le milieu (Fig.17, 18 et 19). A titre d'exemple à 3g/l de NaCl, le TMG est de 6.31 jours, durée allongée à 10.06 jours à la plus forte concentration de NaCl (9g/l).

Dans le cas des graines simultanément traitées aux sels et aux phytohormones, nous remarquons une réduction du TMG sous la salinité modérée de 6g/l. En effet, à cette concentration nous avons relevé un TMG de 9.26 jours. Le traitement à 1mM de GA3 a augmenté la vitesse de germination en réduisant le TMG à une durée de 4.38 jours (Fig. 17).

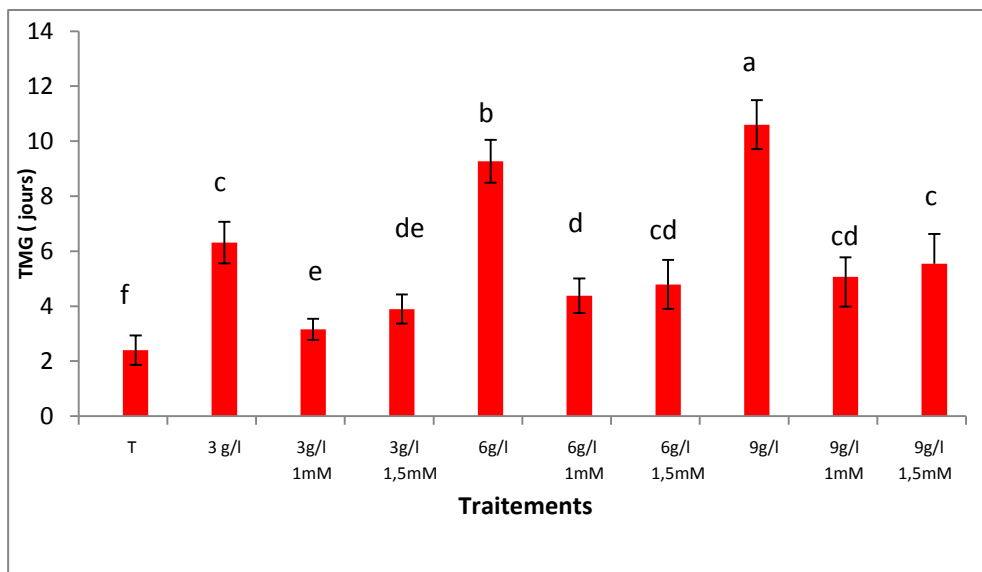


Fig. 17 : Effet conjugué du NaCl (g/l) et de la GA3 (mM) sur le TMG d'*H. flexuosum*.

L'acide ascorbique présente aussi une influence significative sur le TMG (Fig.18). Les graines soumises à 6g/l de NaCl enregistrent un retard de germination de 7jours (groupe b). Durée qui se trouve réduite respectivement à 5 et à 4jours avec 20 et 60mM d'acide ascorbique. Sous la salinité de 9g/l à 60mM, le TMG enregistré a montré un retard de 8jours par rapport aux témoins (groupe a). A cette concentration, l'acide ascorbique améliore le TMG de 30%.

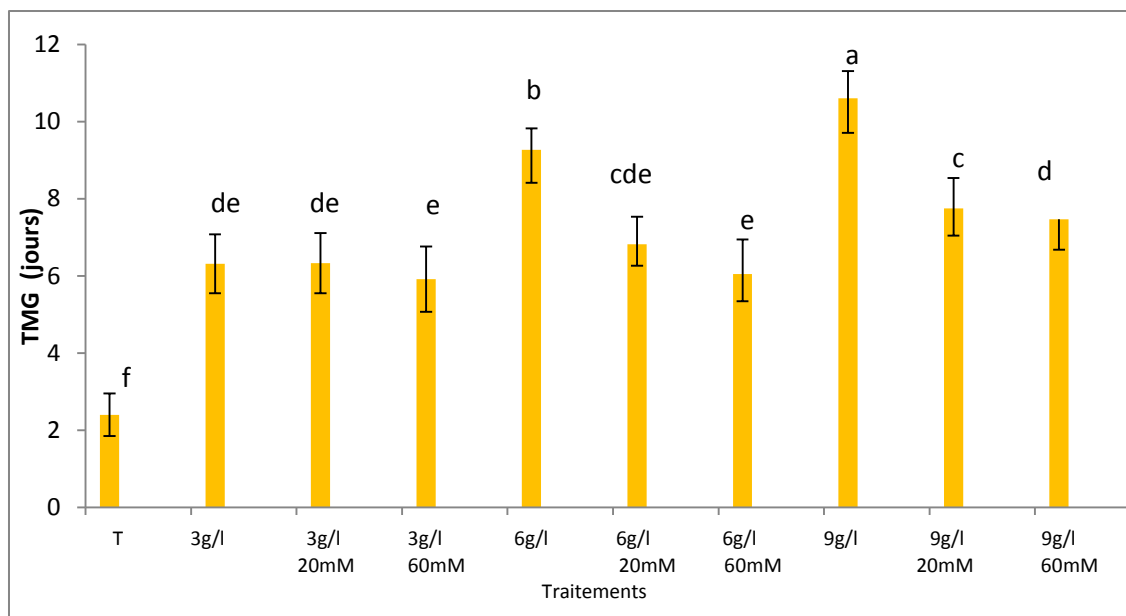


Fig. 18 : Effet conjugué du NaCl (g/l) et de l'acide ascorbique (mM) sur le TMG d'*H. flexuosum*.

L'acide salicylique a aussi eu un effet positif sur le TMG des graines en situation de stress. En effet, nous avons relevé un TMG de 5 jours (groupe bc) à 3g/l de NaCl. Cette valeur est

réduite à 4 jours (groupe c) avec l'amorçage à l'acide salicylique. Avec les doses plus élevées de salinité, l'impact de cette phytohormone semble être moins marqué (Fig.19). L'AS a, en revanche, augmenté le TMG à 9g/l de NaCl (groupe a)

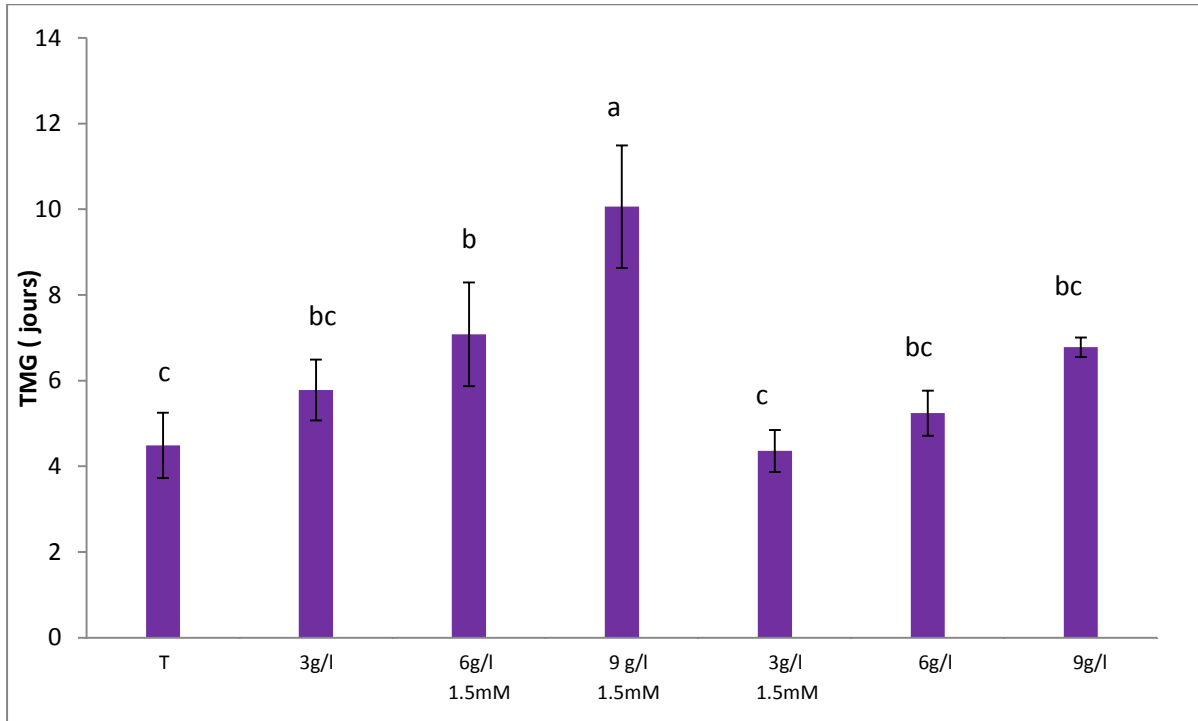


Fig. 19 : Effet conjugué du NaCl (g/l) et de l'acide Salicylique (mM) sur le TMG d'*H. flexuosum*

2-1-3-Influence des acides, gibbérellique, ascorbique et salicylique sur la hauteur de la tige d'*H. flexuosum* soumis au stress salin

Les hauteurs moyennes des tiges mesurées chez les plantules de *Sulla* sont illustrées par les figures 20, 21 et 22.

Nous constatons une diminution de la hauteur avec l'augmentation de la concentration de NaCl dans le milieu de culture. Les variations enregistrées par traitement à la GA3, aux deux doses testées, ne sont pas statistiquement significatives à 3 et 9g/l de NaCl (Fig.20).

A 6g/l de NaCl, nos résultats montrent une hauteur de tige de 2.56cm (groupe b), celle ci est améliorée par la GA3. En effet, ces hauteurs sont significativement plus élevées atteignant une valeur de 3.3cm (groupe a) à 1.5mM de GA3 (Fig. 20)

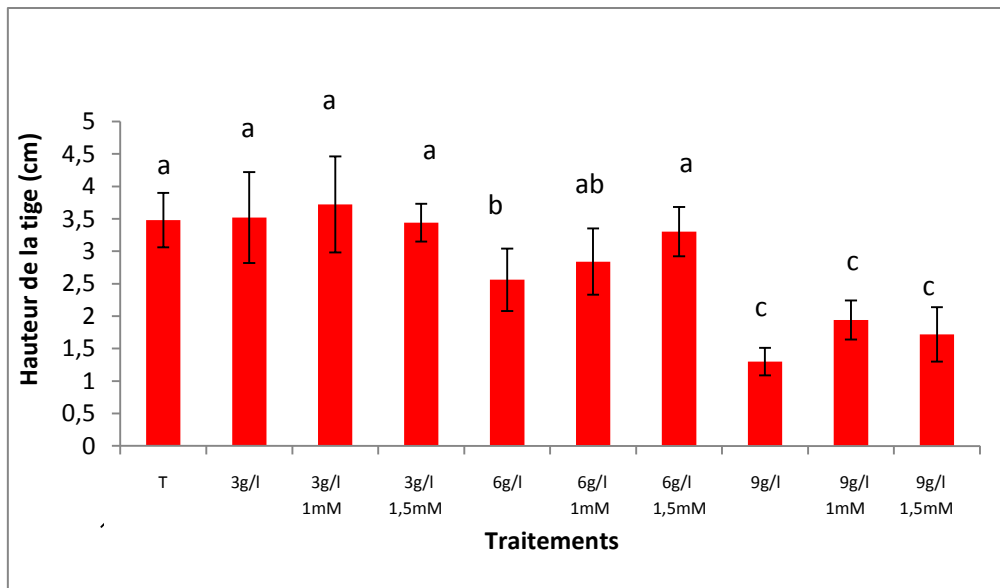


Fig. 20 : Effet conjugué du NaCl (g/l) de la GA3 (mM) sur la hauteur des tiges d'*H. flexuosum*

D'après la figure 21, aux concentrations de 3 et 6g/l de NaCl, l'acide ascorbique à 20mM a diminué, d'une manière statistiquement significative, la hauteur des tiges. Alors que cet effet n'est pas retrouvé à 9g/l de NaCl.

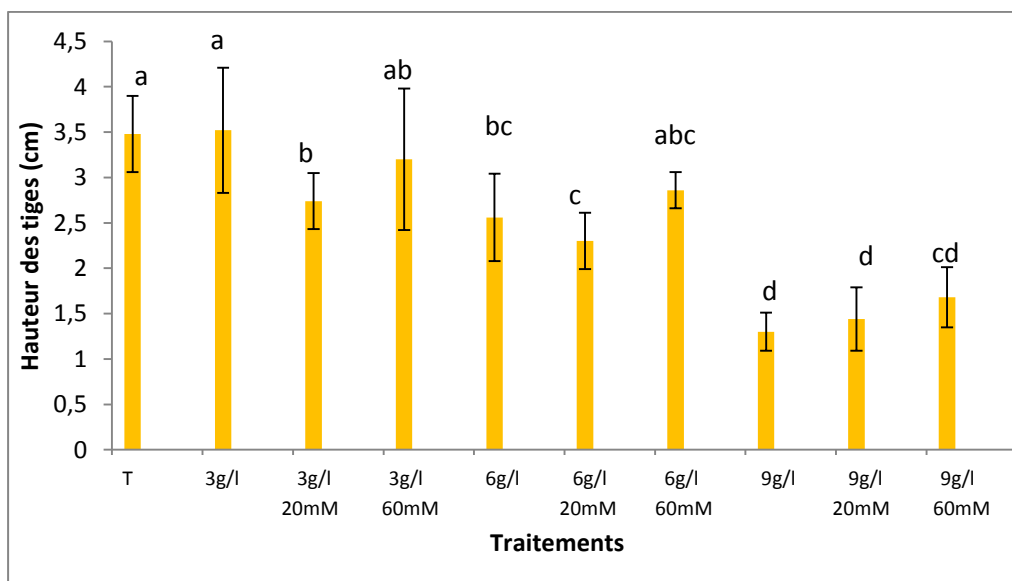


Fig. 21 : Effet conjugué du NaCl (g/l) et de l'acide ascorbique (mM) sur la hauteur des tiges d'*H. flexuosum*.

La figure 22 représente l'effet de l'acide salicylique sur la croissance des plantules en présence de NaCl à 3 et 6g/l (les plantules à 9g/l de NaCl, n'ont pas poussé). Les hauteurs des tiges sont augmentées de 50% par le traitement hormonal à 3g/l de NaCl, elles atteignent

même la hauteur des plantes témoins (groupe a). Cependant, nos résultats montrent qu'à 6g/l de NaCl, l'influence de cette phytohormone semble totalement atténuée (groupes c).

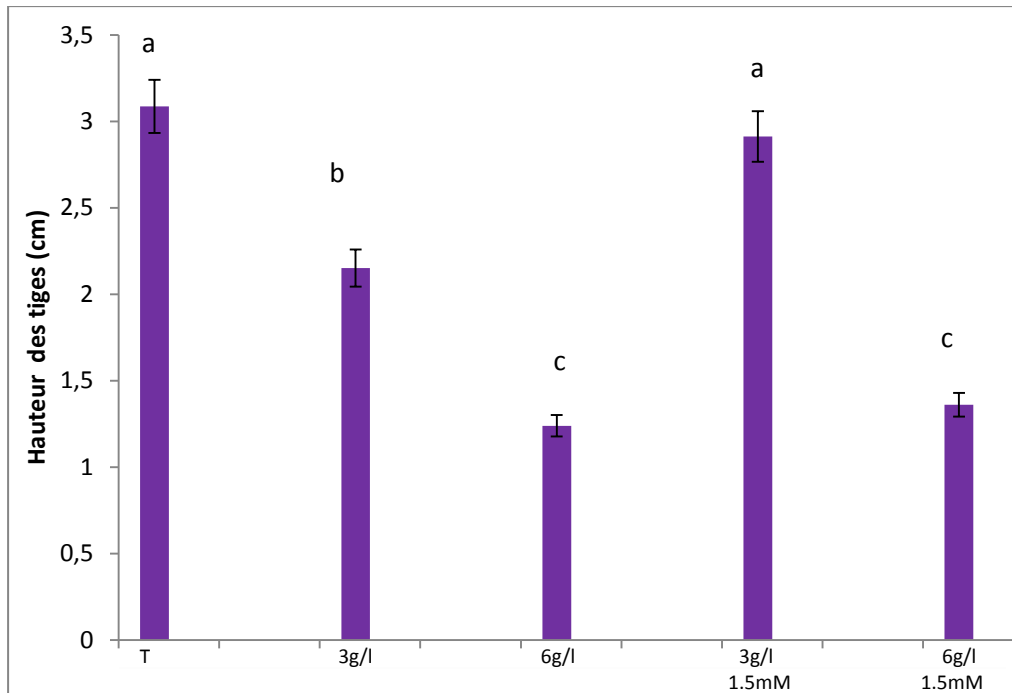


Fig. 22 : Effet conjugué du NaCl (g/l) et de l'acide Salicylique (mM) sur la hauteur des tiges d'*H. flexuosum*.

2-1-4-Influence sur la longueur de la racicule

La longueur de la racicule (Fig. 23, 24 et 25) n'est pas significativement influencée par la salinité de 3g/l de NaCl mais elle diminue avec l'augmentation de la concentration de sel dans le milieu ; les valeurs des plantules témoins et traitées à 3g/l de NaCl sont classées par le test Newman-Keuls dans le même groupe (ab).

A 3g/l de NaCl, la GA3 à 1mM n'a aucun effet alors qu'elle a un effet positif à 1.5Mm sur la croissance racinaire (groupe a). A 6g/l, la longueur de la racicule est diminuée par la GA3 à 1mM. A 9g/l de NaCl où la croissance racinaire est fortement inhibée (1.44cm) comparativement au témoin (6.42cm), la GA3 a amélioré cette croissance mais sans atteindre les valeurs obtenues à 3g/l et 6g/l de NaCl sans traitement hormonal (Fig.23).

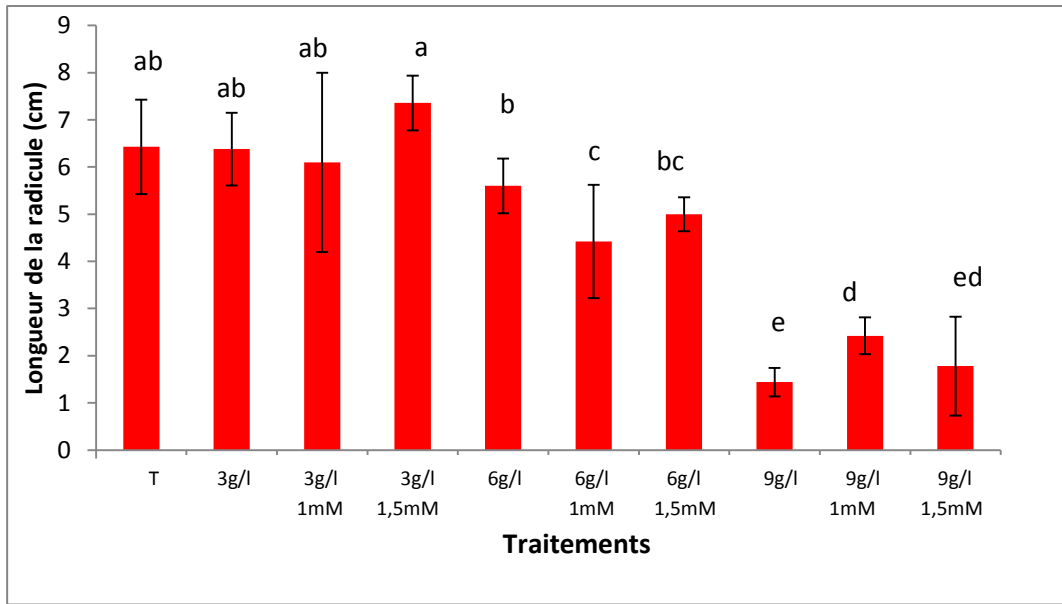


Fig. 23 : Effet conjugué du NaCl (g/l) et de la GA3 (mM) sur la longueur de la racicule d'*H.flexuosum*

Les résultats de la figure 24, montrent que l'acide ascorbique n'exerce souvent, aucune influence sur la croissance en longueur des racicules en conditions de stress salin. Une diminution de la longueur a même été enregistrée avec les traitements conjugués de 6g/l de NaCl et de l'acide ascorbique.

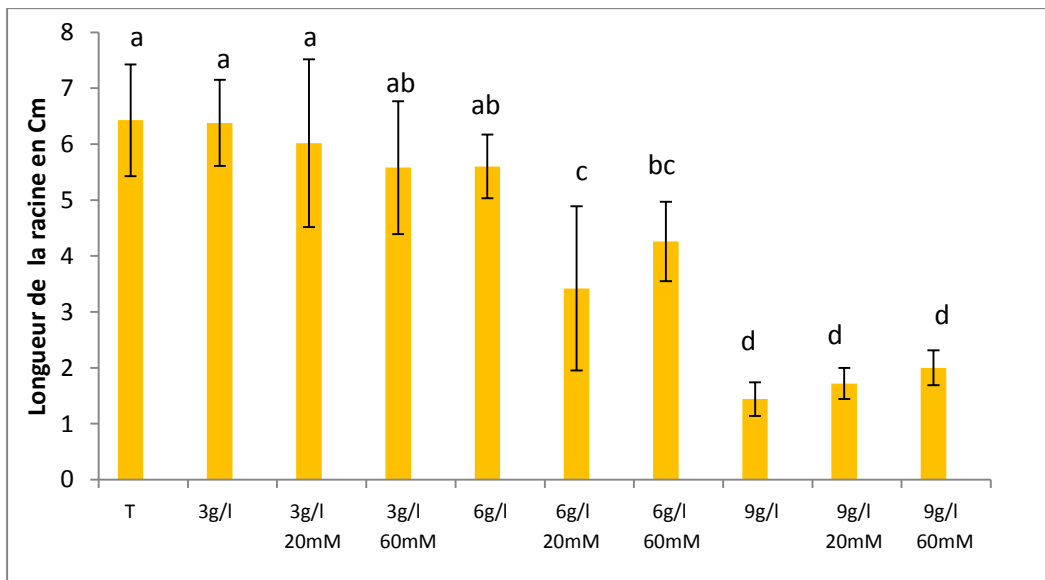


Fig. 24 : Effet conjugué du NaCl (g/l) et de l'acide Ascorbique (mM) sur la longueur des racines d'*H.flexuosum*

La figure 25 montre l'effet conjugué du NaCl et de l'acide salicylique sur la longueur de la racine principale. Un effet positif est exercé par l'acide salicylique à 3g/l de NaCl ; la

longueur de la racine est augmentée de 4.54cm (groupe b) à 5.38cm (groupe a) en présence de l'acide. A 6g/l de NaCl, l'acide n'a aucun effet.

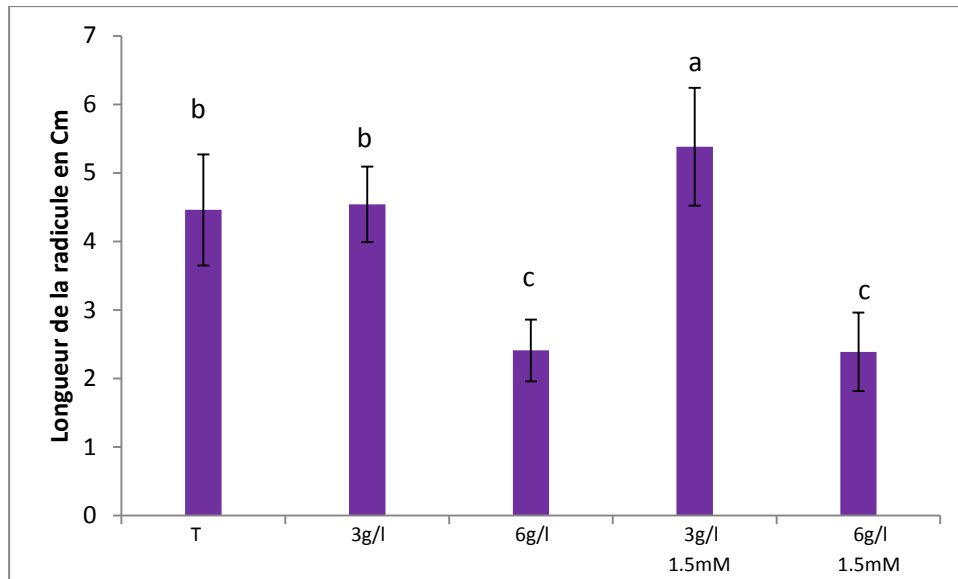


Fig. 25 : Effet conjugué du NaCl (g/l) et de l'acide Salicylique (mM) sur la longueur des racines d'*H. flexuosum*

2-1-5-Influence sur la biomasse fraîche des plantules

L'apport de la GA3 sur la biomasse fraîche des plantules de *Sulla* sous contrainte saline montre une augmentation de ce paramètre uniquement, chez les plantules traitées à la dose élevée de GA3 à 3g/l de NaCl (Fig. 26). En effet, la production de biomasse est de 103mg à 3g/l de NaCl (groupe c), et augmente de 100% avec le traitement hormonal à forte dose (groupe b). En revanche, l'acide gibbérellique n'a pas montré d'influence significative sur la biomasse à 6 et 9g/l NaCl (Fig. 26).

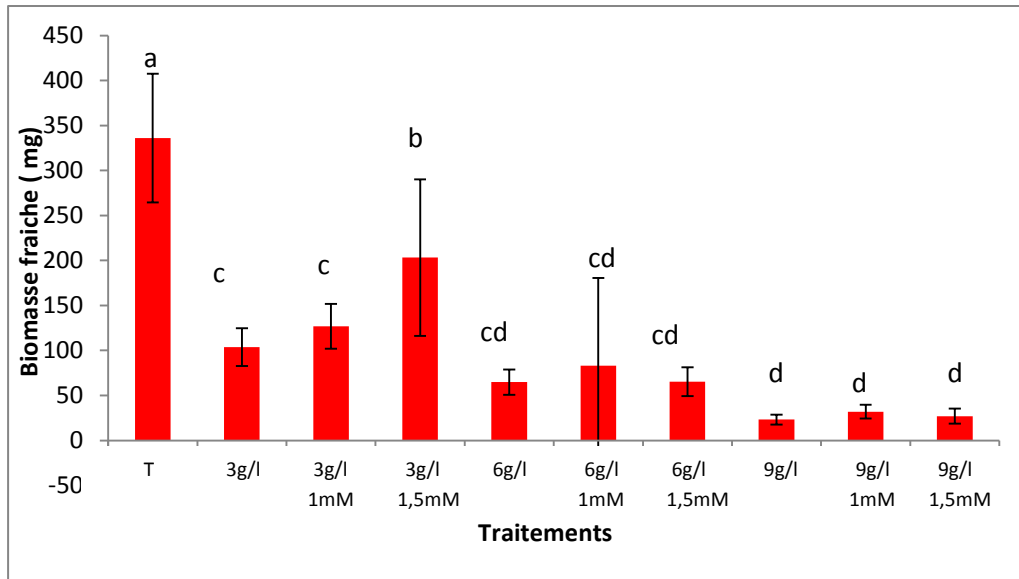


Fig. 26. Effet conjugué du NaCl (g/l) et de la GA3 (mM) sur la biomasse d'*H.flexuosum*.

Le stress salin exerce un effet négatif sur la biomasse du *Sulla* (Fig.27). La biomasse diminue avec l'augmentation du NaCl. Le prétraitement avec l'acide ascorbique, aux deux doses testées, a provoqué une augmentation de la biomasse des plantules à 6g/l mais surtout à 3g/l de NaCl. La biomasse de 103.6mg sans acide ascorbique, augmente de 51% (156.8mg) à forte dose de ce dernier (groupe b). Mais à 9g/l de NaCl, les valeurs ne sont pas significatives

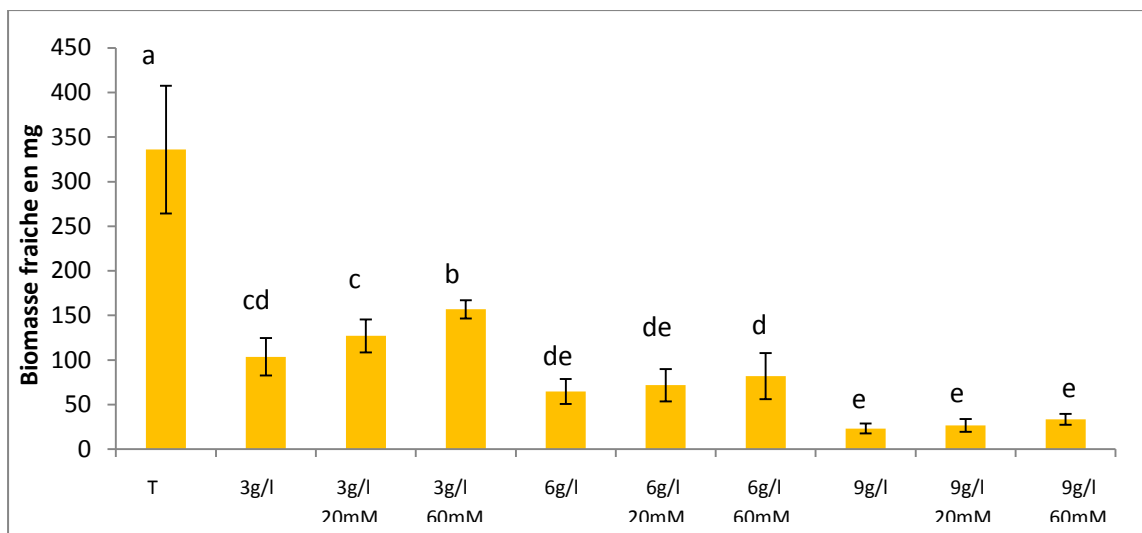


Fig. 27. Effet conjugué du NaCl (g/l) et de l'acide Ascorbique (mM) sur la biomasse fraîche d'*H.flexuosum*.

Les poids frais des plantules de *Sulla* sous contrainte saline et traitées à l'acide salicylique sont représentés dans la figure 28. Le stress salin diminue la biomasse fraîche des plantules et cet effet négatif est accentué par l'augmentation de la concentration en sel (Fig. 28).

Les résultats obtenus montrent une influence positive très hautement significative de l'acide salicylique sur la biomasse fraîche des plantules en conditions de salinité. La biomasse de 134.9mg (groupe a) enregistrée chez les plantules témoins a significativement chuté jusqu'à une valeur de 79.04mg à 3g/l de NaCl (groupe c) mais elle est très, significativement améliorée, avec un apport d'Acide Salicylique pour atteindre une valeur de 110.09mg (groupe b). A 6g/l de NaCl, la biomasse des plantules a montré une valeur de 39.8mg (groupe e) et une valeur de 71.23mg en présence de l'acide salicylique (groupe d) soit une augmentation d'environ 78% (Fig. 28).

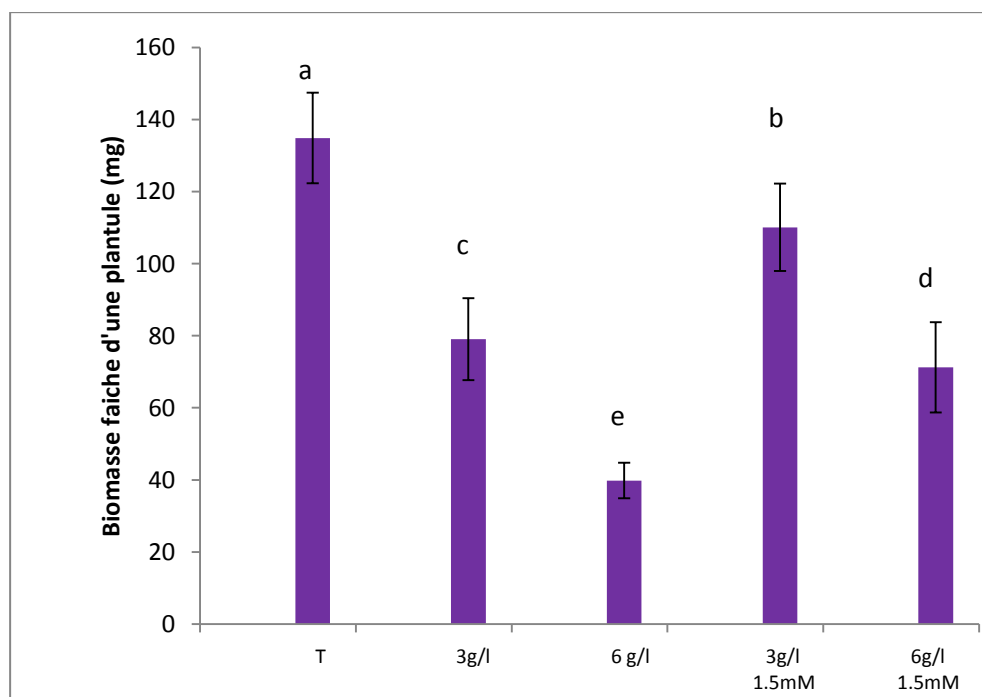


Fig.28 : Effet conjugué du NaCl (g/l) et de l'acide Salicylique (mM) sur la biomasse fraîche d'*H.flexuosum*.

3-Réponse des plantules de quatre provenances (Azeffoun, Ouadhias, Naciria et Hasnaoua) d'*H. flexuosum*, à la contrainte saline

L'objectif de cette expérimentation est d'évaluer l'influence de la provenance sur la réponse des plantules d'*H. flexuosum* face à la salinité durant leurs premières phases de croissance. Après 2 mois de culture, nous avons déterminé la croissance par la mesure de paramètres biométriques (hauteur de la tige principale et longueur de la racine, biomasse des systèmes aérien et racinaire et surface foliaire) et physiologiques (RWC et sucres solubles totaux).

3-1-Effet de la salinité sur les paramètres biométriques

La figure 29 représente les plantules d'*H. flexuosum*, de la provenance Hasnaoua sous les différents régimes de salinité.



Fig. 29 : Les plantules d'*H. flexuosum* de Hasnaoua, âgées de 2 mois sous contrainte saline

3-1-1-Effet sur la hauteur de la tige

Les résultats de la hauteur moyenne des tiges des plantules d'*H. flexuosum* des quatre provenances sont représentés dans la figure 30. Les hauteurs des tiges des plantules témoins et celles traitées à 3g/l de NaCl, des quatre provenances sont les plus élevées. Nous remarquons une diminution significative de la hauteur des tiges en réponse à l'augmentation de la salinité

chez les quatre populations à partir de 6g/l de NaCl ; les pourcentages de réduction calculés sont de 40, 13, 37.2 et 27.8% pour les populations d’Azeffoun, Ouadhias, Naciria et Hasnaoua respectivement.

A 3g/l de NaCl, les hauteurs enregistrées sont statistiquement similaires à celles des témoins pour les quatre populations. C’est à 9g/l que nous remarquons une légère différence de comportement entre les quatre provenances ; les plants dont les graines proviennent de Naciria sont sensibles à cette concentration ($P < 0.001$) alors que les plants des trois autres provenances montrent la même croissance qu’à 6g/l de NaCl.

Le test de Newman-Keuls au seuil de 5% fait, ainsi, ressortir trois groupes homogènes : a, b et c. Le groupe a, représentant les valeurs de la hauteur des tiges les plus élevées, correspond aux témoins et aux traités à 3g/l de NaCl des quatre provenances. Le groupe b, représentant les valeurs intermédiaires, est constitué par les plants des quatre provenances à 6g/l de NaCl et les plants d’Azeffoun, Hasnaoua et Ouadhias à 9g/l de NaCl. Le groupe c est composé seulement des plants de Naciria et Ouadhias à 9g/l de NaCl (Fig. 30).

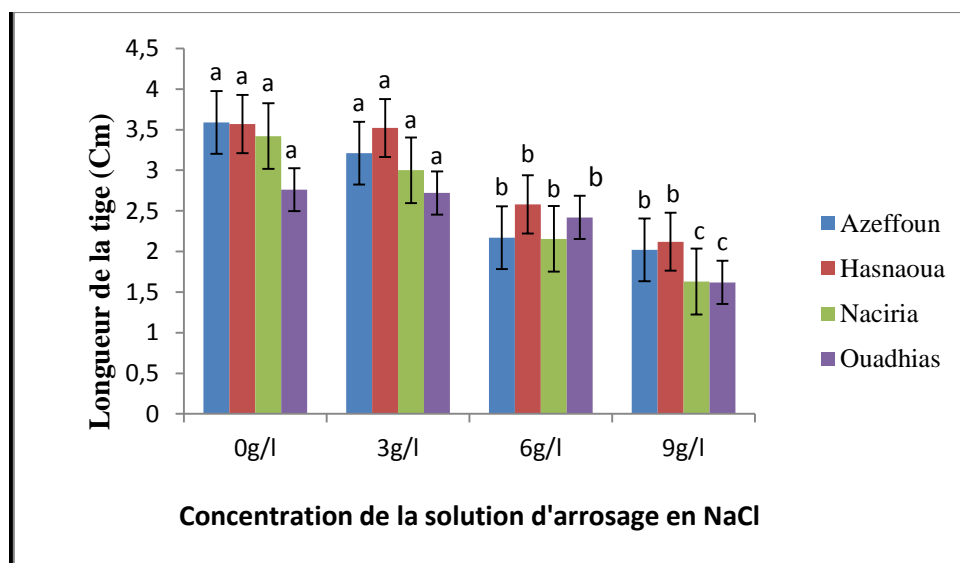


Fig. 30 : Effet de la salinité sur la hauteur de la tige de quatre populations d’*H.flexuosum* L. (Azeffoun, Hasnaoua, Naciria et Ouadhias)

3-1-2-Effet sur la longueur de la racine

L’impact de la salinité sur la croissance racinaire des plantules des quatre provenances d’*H. flexuosum* est illustré par la figure 31.

La croissance de la racine principale des plants témoins non stressés diffère d’une manière statistiquement significative, entre les quatre provenances ; elle est plus élevée pour Azeffoun

et plus faible pour Ouadhias (Fig. 31). Les longueurs des racines de plantules témoins des quatre provenances montrent des mesures allant de 6.11 à 7.77cm. Ces valeurs sont statistiquement proches de celles obtenues avec 6 et 9g/l de NaCl. Nos résultats montrent que la croissance racinaire est maintenue au détriment de la croissance des parties aériennes.

Les résultats montrent que le stress salin dès 6g/l, influe sur la croissance en longueur des parties aériennes de populations de Naciria et Ouadhias ($p=0.0208$), mais pas ou peu sur leurs parties racinaires ($p=0.57$). Alors qu'en ce qui concerne les deux autres populations : Azeffoun et Hasnaoua, le stress salin à 9g/l, a exercé un effet sur le système (Fig. 31). Le test de Newman Keuls classe 4 groupes homogènes ; le groupe a représentant les moyennes de 9.35 et 8.65cm pour le traitement 3g/l. Le groupe ab représente le témoin (7.78cm) pour la population d'Azeffoun et Naciria à 6g/l. Le groupe b est représenté par les traitements (3 et 6g/l) ainsi que le témoin pour la population de Hasnaoua et Naciria. Le groupe c est représenté par les plantes d'Azeffoun et Hasnaoua à 9g/l et Ouadhias à 6 et 9 g/l.

Le paramètre longueur des racines des plantules a présenté de légères fluctuations lors du stress salin sans atteindre un seuil statistiquement significatif (Fig.31).

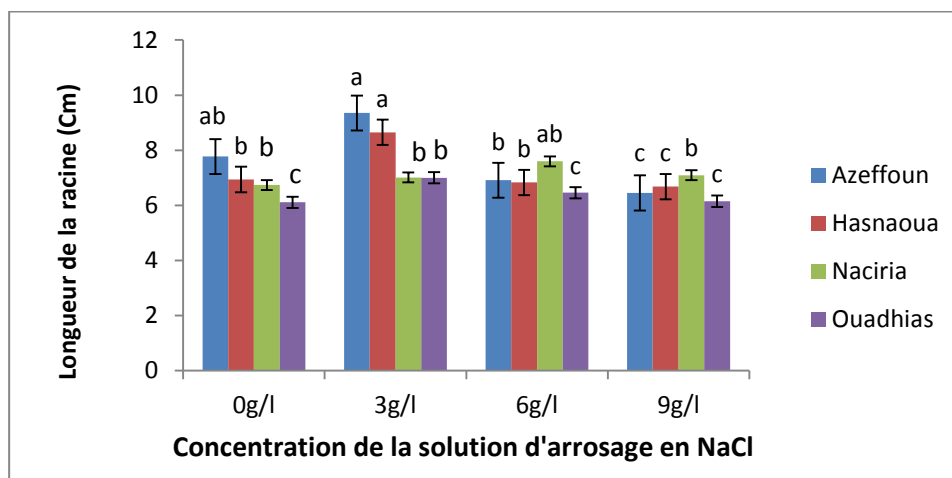


Fig. 31 : Effet de la salinité sur la longueur de la racine de 4 populations d'*H. flexuosum* (Azeffoun, Hasnaoua, Naciria et Ouadhias)

3-1-3-Effet sur le rapport entre longueur de la racine sur hauteur tige principale (LR/HT)

Les rapports longueur de la racine principale sur hauteur tige principale (LR/HT) des plantules des quatre provenances de Sulla sont représentés dans la figure 32. Nous remarquons que chez les plantes témoins les valeurs sont 2.39, 1.89, 2.07 et 2.24 respectivement pour Azeffoun, Hasnaoua, Naciria et Ouadhias. Ces valeurs augmentent dans

l'ensemble pour atteindre respectivement des rapports de 3.51, 3.36, 4.96 et 4.4 à 9g/l de NaCl respectivement pour Azeffoun, Hasnaoua, Naciria et Ouadhias (Fig. 32).

Les réponses des quatre populations étudiées face au stress salin sont différentes. Le rapport LR/HT augmente chez les plantules d'Azeffoun, de Hasnaoua et de Ouadhias à de 3g/l. Ce rapport reste inchangé jusqu'à 9g/l pour Azeffoun. Pour les plantules de Naciria, LR/HT augmente à partir de 6g/l jusqu'à 9g/l. Les plantules des Ouadhias maintiennent ce rapport statistiquement inchangé jusqu'à 9g/l où sa valeur est statistiquement élevée (Fig.32).

L'analyse de la variance montre une différence non significative pour la population d'Azeffoun ($p=0.073$), tandis que pour les 3 autres populations la variation de ce rapport est très hautement significative.

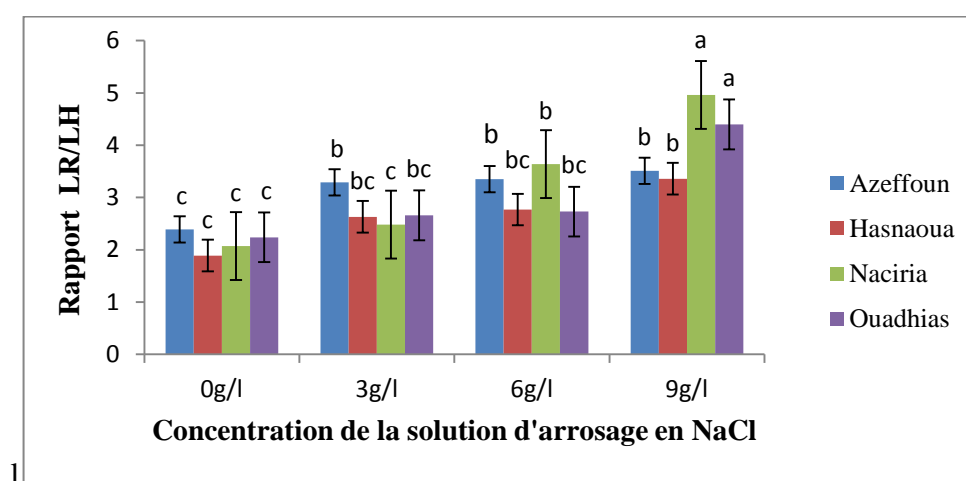


Fig. 32 : Effet de la salinité sur le rapport Longueur de la racine/Hauteur tige (LR/HT) des 4 populations d'*H. flexuosum* L. (Azeffoun, Hasnaoua, Naciria et Ouadhias)

3-1-4-Influence de salinité sur la biomasse des plantules des 4 populations d'*H. flexuosum*

La figure 33 illustre les résultats du poids de matières fraîches des plantules des 4 populations de Sulla en fonction de la salinité. Nous constatons que les variations de ce paramètre, face au stress salin, entre les provenances sont statistiquement significatives montrant des degrés de sensibilité différents. Ce sont les plantules de Hasnaoua qui sont les plus sensibles puisque leurs biomasses diminuent à partir de 3g/l pour atteindre les valeurs les plus basses, pour ce paramètre, à 9g/l alors que la diminution des biomasses chez les plantules d'Azeffoun, Naciria et Ouadhias commence à partir de 6g/l (Fig.33). La biomasse moyenne est de 0.32g, cette valeur diminuant à 9g/l de NaCl pour atteindre une moyenne de 0.17g soit un taux de réduction avoisinant 50%.

Le test ANOVA montre une variation très hautement significative pour les 4 populations. Le test de Newman-Keuls repartit les résultats en six (6) groupes homogènes. Le groupe a représente le témoin et le traitement de 3g/l pour Azeffoun et Ouadhias. Le groupe b, le traitement de 6g/l pour Azeffoun et Ouadhias. Les groupes c, cd et d englobent les valeurs les plus faibles pour les plus fortes concentrations (6 et 9g/l).

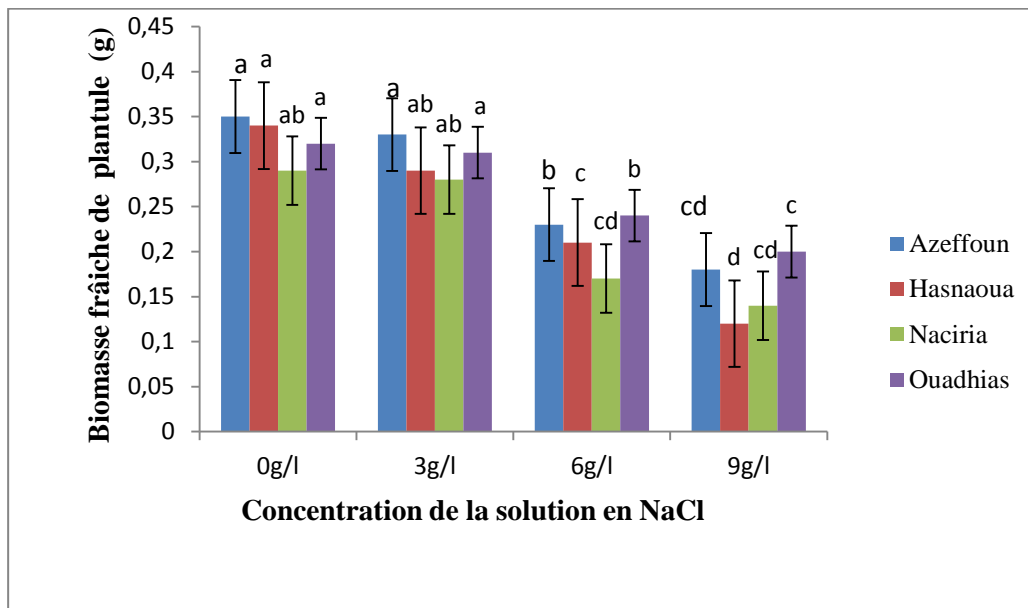


Fig. 33. Effet de la salinité sur la biomasse fraîche de quatre provenances d’*H. flexuosum* (Azeffoun, Hasnaoua, Naciria et Ouadhias)

3-1-5-Effet sur la surface foliaire

Les surfaces foliaires des plantes témoins et celles traitées avec 3g/l de NaCl sont les plus élevées et elles ne diffèrent pas entre les quatre provenances étudiées (groupe a) (Fig. 34).

La salinité exerce un effet négatif sur la surface foliaire à partir de 6g/l de NaCl : les surfaces foliaires des plantules stressées sont inférieures à celle des témoins et cette réduction est proportionnelle à l’augmentation en sel du milieu (Fig. 34). Cette variation est très hautement significative ($p < 0.001$) pour tous les cas. L’analyse statistique des résultats a révélé un effet non significatif pour les quatre populations d’Azeffoun, Naciria Ouadhias et Hasnaoua à 3g/l. Le taux de réduction de la surface foliaire le plus élevé est enregistré à 9g/l, chez les plantes de Ouadhias avec un taux de 79.4% (groupe c).

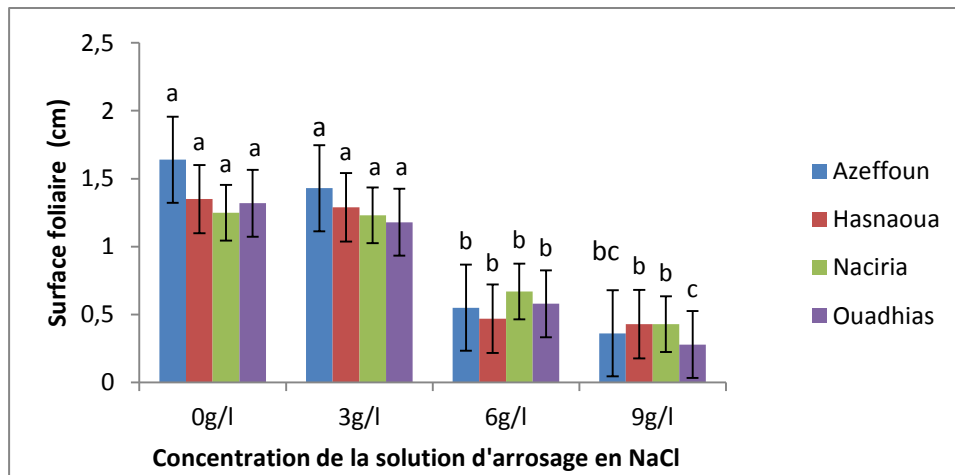


Fig. 34 : Effet de la salinité sur la surface foliaire de quatre populations d'*H. flexuosum* (Azeffoun, Hasnaoua, Naciria et Ouadhias)

3-2-Influence de la salinité sur les paramètres physiologiques des plantules d'*H. flexuosum* L. des quatre populations (Azeffoun, Hasnaoua, Naciria, Ouadhias)

3-2-1-Influence sur la teneur relative en eau (RWC)

La figure 35 montre les variations de la teneur relative en eau (RWC), sous différentes concentrations de NaCl, des feuilles des plantules des quatre provenances.

Les valeurs moyennes de la RWC des plantules de *Sulla* sont plus élevées et statistiquement similaires chez les plantules témoins des quatre provenances (environ 75%).

La RWC a chuté avec la même proportion pour toutes les populations d'environ 20%. La RWC des plantules de Naciria et Ouadhias commencent à diminuer à partir de 3g/l de NaCl alors que pour Azeffoun et Hasnaoua c'est à partir de 6g/l que la baisse de ce paramètre est statistiquement significative (Fig.35).

La variation est confirmée par une analyse ANOVA. Le test de Newman-Keuls classe les valeurs moyennes de la RWC foliaire chez les quatre populations d'*Hedysarum flexuosum* L. en cinq groupes homogènes. Le groupe a est constitué par les valeurs des témoins et le traitement à 3g/l de NaCl (exception pour Naciria et Ouadhias). Les valeurs de la RWC obtenues aux concentrations de salinité intermédiaires (6g/l) et maximales (9g/l) ont tendance à se rapprocher chez les populations d'Azeffoun, Hasnaoua et des Ouadhias, (groupes b et bc). Alors que les valeurs Naciria sont nettement différentes : le groupe b pour traitement 6g/l et le groupe c pour traitement 9g/l.

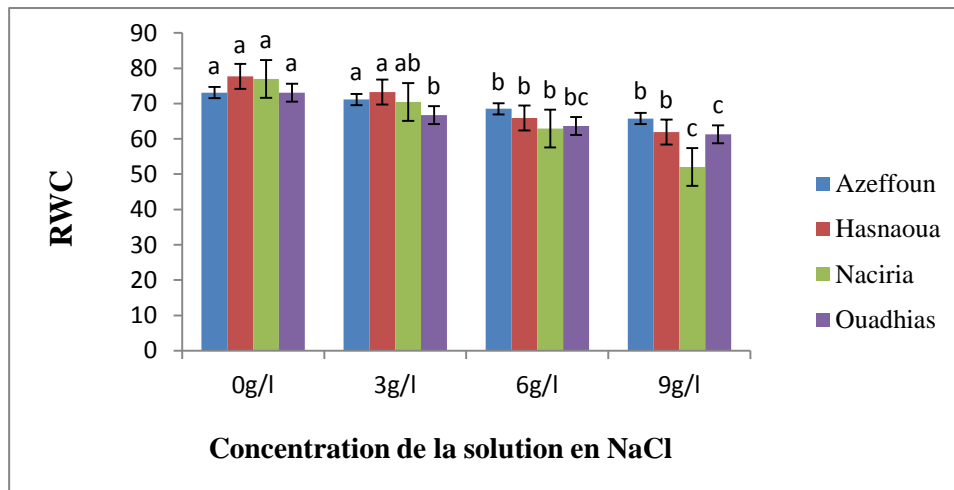


Fig. 35 : Effet de la salinité sur la RWC des feuilles de quatre populations d'*H.flexuosum* (Azeffoun, Hasnaoua, Naciria et Ouadhias)

3-2-2-Effet sur les taux de sucres solubles totaux

La capacité d'ajustement osmotique des plantules des quatre provenances de *H. flexuosum* a été estimée par le dosage des quantités de sucres solubles dans les feuilles des plantules.

Chez les quatre provenances, les plus faibles quantités de sucres sont enregistrées chez les témoins. Les feuilles des plantules témoins de Naciria et Ouadhias sont les plus riches en sucres solubles (Fig. 36).

Le stress salin provoque une augmentation des teneurs en sucres chez les quatre provenances mais les concentrations de NaCl qui provoquent cette augmentation ne sont pas identiques chez les différentes provenances (Fig. 36, Tab.5). Le taux de sucres augmente chez les plantules de Hasnaoua dès 3g/l de 23% puis se stabilise à partir de 6g/l. Les plantules d'Azeffoun et Naciria montrent des augmentations des quantités de sucres à partir de 6g/l de 80% et 53% respectivement, alors que pour Ouadhias c'est à 9g/l seulement que les sucres augmentent de 66%. A 9g/l, ce sont les plantules d'Azeffoun qui présentent les taux d'accumulation de sucres les plus élevés (150%) alors que ceux des autres provenances sont très proches (65% à 66%) (Fig.36 et Tab.5).

La concentration de 3g/l semble être insuffisante pour déclencher une augmentation significative des sucres (bien qu'une légère augmentation ait été obtenue 10.38). Cependant, à 6g/l de NaCl, toutes les populations, à l'exception des Ouadhias voient leurs sucres solubles augmenter. Chez les plantules témoins le taux moyen des quatre populations des sucres solubles est de 235.81µg/g de MS. Cette valeur augmente jusqu'à un seuil moyen de 434.38

µg/g de MS à 9g/l de NaCl soit une augmentation avoisinant 85%. Le test ANOVA (Tableau 8), révèle une différence de moyenne hautement significative ($\alpha=5\%$).

Nos résultats montrent que l'ajustement osmotique (révélé par les teneurs élevées en sucres solubles totaux), ne se manifeste qu'à partir de 6g/l de NaCl pour Azeffoun et Naciria, Hasnaoua en revanche, répond dès 3g/l de NaCl. Le test Newman-Keuls classe les résultats obtenus 3 groupe homogène (a, b, c).

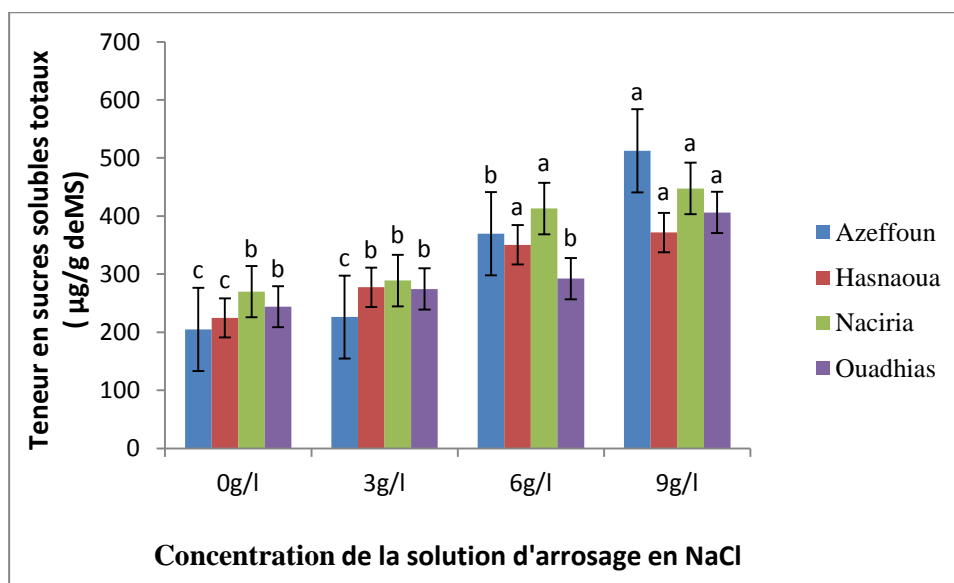


Fig. 36 : Effet de la salinité sur la teneur des sucres solubles totaux des feuilles de quatre populations d'*Hedysarum flexuosum* L. (Azeffoun, Hasnaoua, Naciria et Ouadhias)

Tableau 5 : Quantité (QS) et taux d'augmentation (TA) des sucres solubles des plants de quatre provenances d'*H. flexuosum* L. (Azeffoun, Hasnaoua, Naciria et Ouadhias) soumises à différentes concentrations de NaCl.

	Azeffoun		Hasnaoua		Naciria		Ouadhias	
	QS (µg/gMS)	TA (%)	QS (µg/gMS)	TA (%)	QS (µg/gMS)	TA (%)	QS (µg/gMS)	TA (%)
Témoin (0g/l)	204.82 (c)	/	224.63 (c)	/	269.83 (b)	/	243.97 (b)	/
3g/l	226.08 (c)	+10.38%	277.33 (b)	+23.46%	288.93 (b)	+7.07%	274.43 (b)	+12.48%
6g/l	369.66 (b)	+80.48%	350.57 (a)	+56.06%	412.93 (a)	+53.03%	292.31 (b)	+19.81%
9g/l	512.28 (a)	+150.12%	371.59 (a)	+65.42%	447.7 (a)	+65.84%	406.16 (a)	+66.47%

4-Influence de la salinité sur le développement des plantules d'*H. flexuosum*

4-1-Effet sur les paramètres de germination

4-1-1-Effet sur le nombre de feuilles

Le stress salin appliqué provoque, dès 3g/l, une diminution du nombre moyen de feuilles/plant qui est, statistiquement significative, selon le test de Newman-Keuls. En effet, le nombre le plus élevé de feuilles est obtenu chez les plants témoins (groupe a) et la concentration de 3g/l de NaCl réduit ce nombre de 16% (groupe ab). A 6g/l, il diminue de 25% (groupe b) puis reste stable à 9g/l (groupe b) (Fig.37).

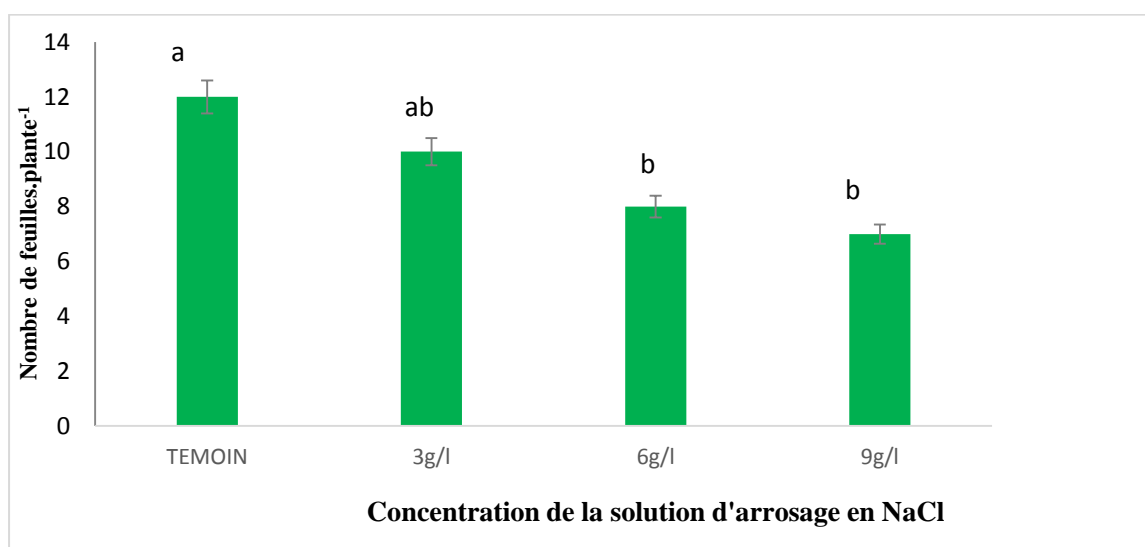


Fig. 37. Effet de la salinité sur le nombre de feuilles d'*Hedysarum flexuosum*

4-1-2-Effet sur la surface foliaire

Le stress salin exerce, également, un effet négatif sur la surface foliaire (Fig. 38). Les surfaces les plus élevées sont enregistrées chez les plants témoins (groupe a) avec une valeur moyenne de 6.3m² puis elles diminuent progressivement avec l'augmentation des concentrations de NaCl. Elle diminue d'environ 20% à 6g/l (groupe c) dans les conditions de salinité moyenne. Cette réduction est encore plus prononcée (25%) à 9g/l de NaCl (groupe d).

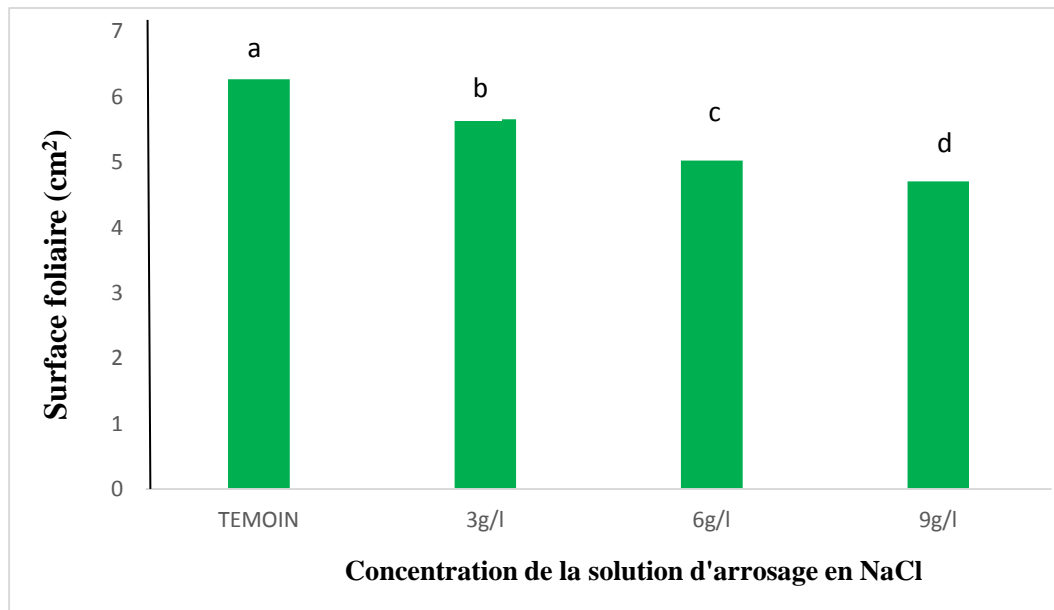


Fig. 38 : Effet de la salinité sur la surface foliaire des plants *d'Hedysarum flexuosum*

4-1-3-Effet sur le volume racinaire

L'impact de la contrainte saline appliquée sur le système racinaire est estimé par la mesure de son volume moyen par plant (Fig. 39). Nous observons un rétrécissement du volume avec l'augmentation de la concentration de sel. En effet, à 3g/l. Le volume racinaire a chuté de 20%. A 6g/l de NaCl le taux de réduction est de moitié (50%), comparativement aux témoins pour atteindre un seuil de 60% à la concentration la plus élevée de NaCl testée dans cet essai.

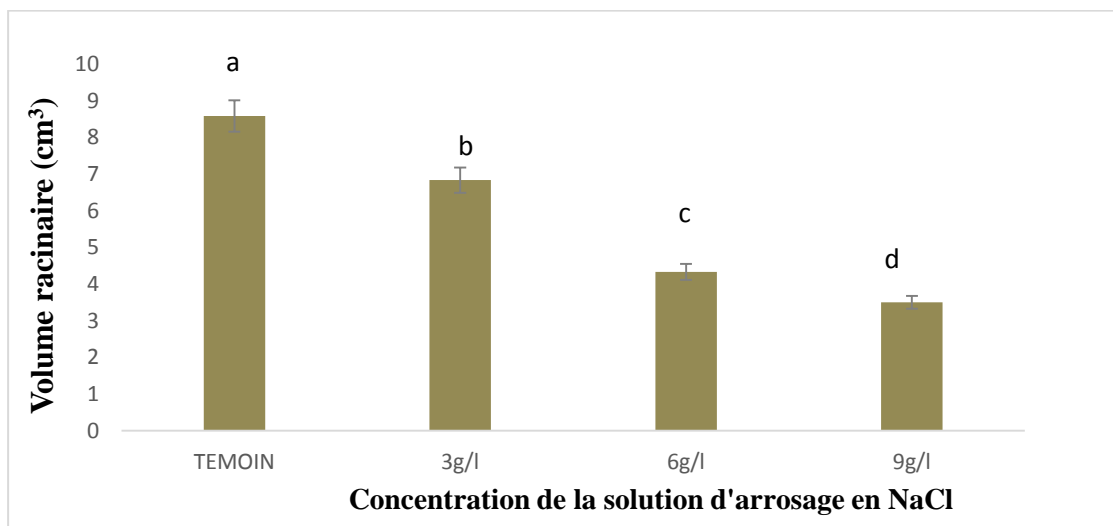


Fig. 39 : Effet de la salinité sur le volume racinaire *d'Hedysarum flexuosum*

4-1-4-Effet sur la hauteur de la tige principale

La longueur de la tige diminue en fonction de la concentration de sel dans le substrat (Fig. 40). Cette diminution enregistrée est hautement significative d'après l'analyse de la variance à un seul critère de classification. Pour les témoins nous avons enregistré la valeur la plus élevée qui est de 54.15cm (groupe a). L'impact du stress appliqué est significatif à partir de 3g/l. En effet, la longueur moyenne de la tige diminue significativement jusqu'à une valeur de 45.55cm (groupe b). La longueur continue à diminuer jusqu'à atteindre un taux de réduction d'environ 32% à 9g/l de NaCl (groupe c).

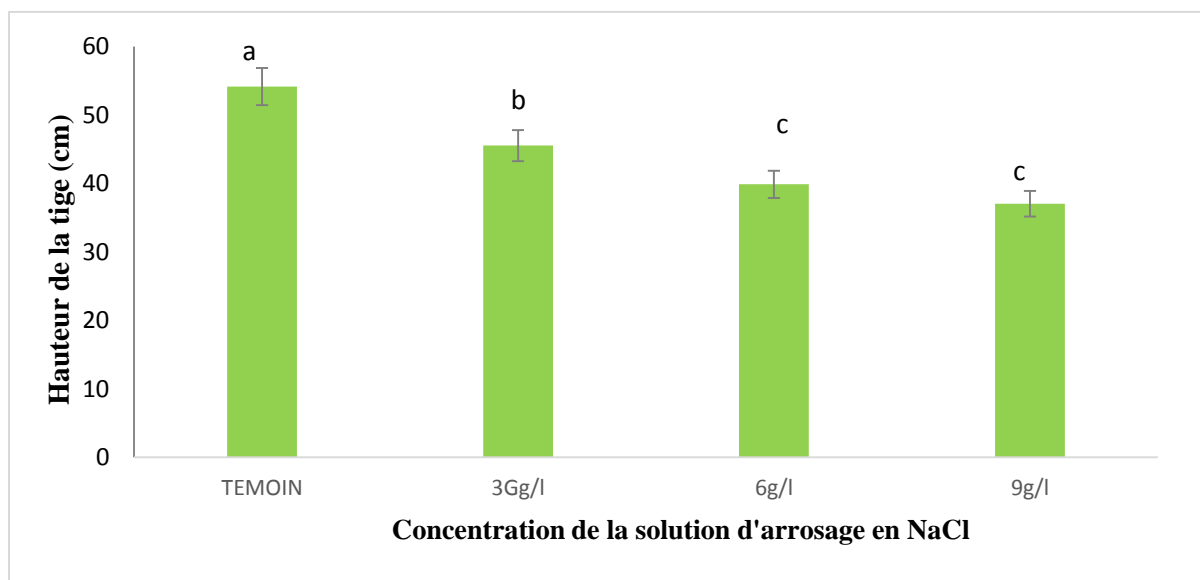


Fig. 40. Effet de la salinité sur la hauteur de la tige des plants *d'H. flexuosum*

4-1-5-Effet sur la biomasse fraîche des parties aériennes

La croissance pondérale simulée par la biomasse fraîche des plants soumis à la salinité illustrée par la figure (41) montre une influence significative du NaCl à partir de 3g/l. le test Newman-Keuls répartit les résultats en 3 groupes homogènes. Les plants témoins montrent la meilleure croissance aérienne (groupe a). Le groupe b, les biomasses des plants arrosés à 3g/l, et le groupe c pour les valeurs les plus faibles de biomasse aériennes enregistrées avec 6 et 9g/l de NaCl, correspondant à une réduction avoisinant 48%.

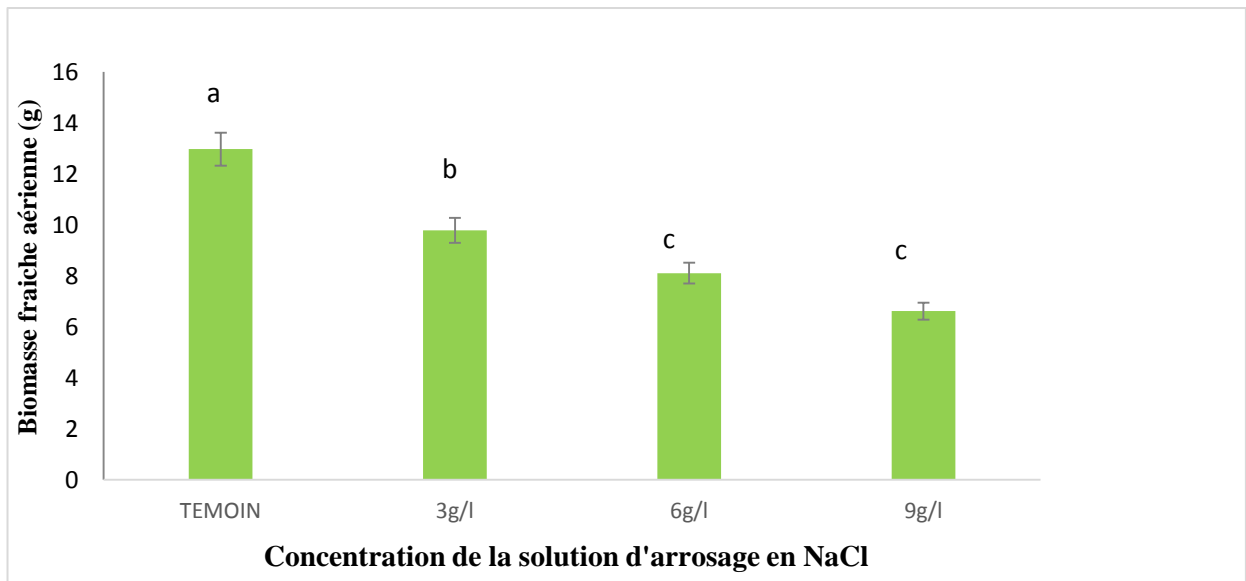


Fig. 41. Effet de la salinité sur la biomasse fraîche du système aérien d'*H. flexuosum*

4-1-6-Effet sur le poids de matières fraîches du système racinaire

La biomasse fraîche racinaire produite par les plants a tendance à diminuer avec la salinité du milieu (Fig. 42). L'ANOVA montre une variation très hautement significative. Le test de Newman-Keuls répartit les résultats en 4 groupes : le groupe a pour le témoin avec une biomasse de 7.6g, le groupe b pour 3g/l, le groupe c pour 6g/l de NaCl avec un taux de réduction de 50%. Enfin, le groupe d pour les valeurs les plus faibles à 9g/l de NaCl (Fig. 42).

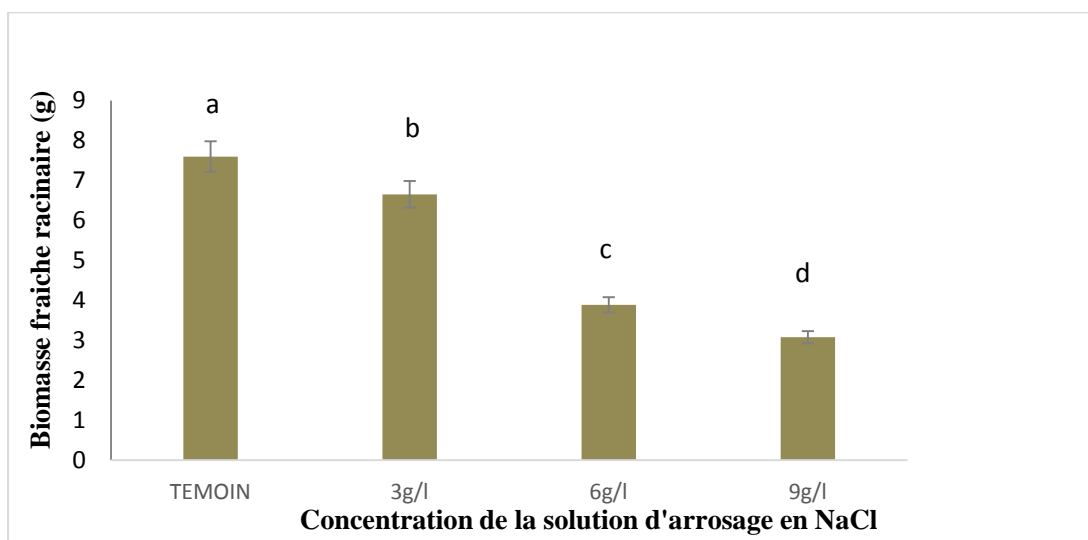


Fig. 42 : Effet de la salinité sur la masse fraîche des racines des plants d'*H. flexuosum*

4-1-7-Effet sur le poids de matières sèches du système aérien

Nous constatons une diminution de la biomasse sèche aérienne en présence de la contrainte saline. Le test statistique à l'aide de l'analyse de la variance révèle une différence très hautement significative ($P \leq 0.001$) et le test Newman-Keuls classe les résultats du poids sec en trois groupes homogènes. Les poids secs les plus élevés sont enregistrés chez le témoin qui constituent le groupe a. Dès 3g/l de NaCl, les poids secs diminuent (groupe b) de 23% par rapport à ceux des témoins. Les plants exposés à 6g/l et 9g/l montrent les plus faibles valeurs et sont classés dans le même groupe (c) (Fig. 43).

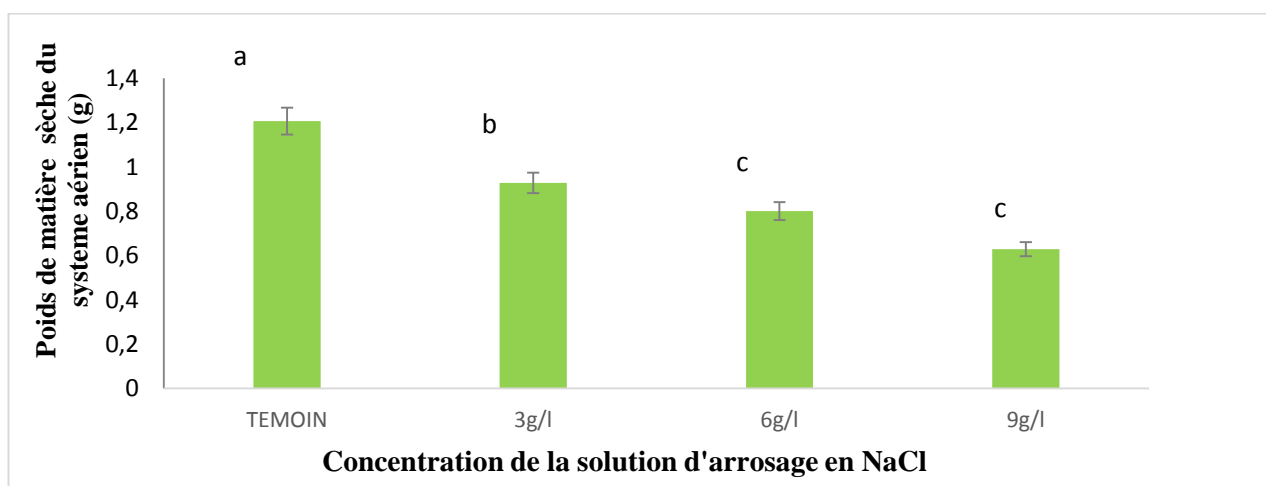


Fig. 43 : Effet de la salinité sur le poids de matières sèches du système aérien d'*H. flexuosum*

4-1-8-Effet sur le poids sec du système racinaire

La croissance des racines montre, comme celle du système aérien, une diminution en présence de sels dans le milieu (Fig. 44). Le test ANOVA révèle une différence très hautement significatif ($P \leq 0.001$) et le test Newman-Keuls classe les résultats en 3 groupes homogènes : le groupe a est représenté par les plants témoins montrant la biomasse racinaire sèche la plus élevée de 1.28g, les plants arrosés avec une solution de 3g/l de NaCl représentent le groupe b qui montre un taux de réduction de croissance de 26% et le groupe c englobe les plants ayant reçu 6g/l et 9g/l de NaCl avec taux de réduction de la croissance de 60%.

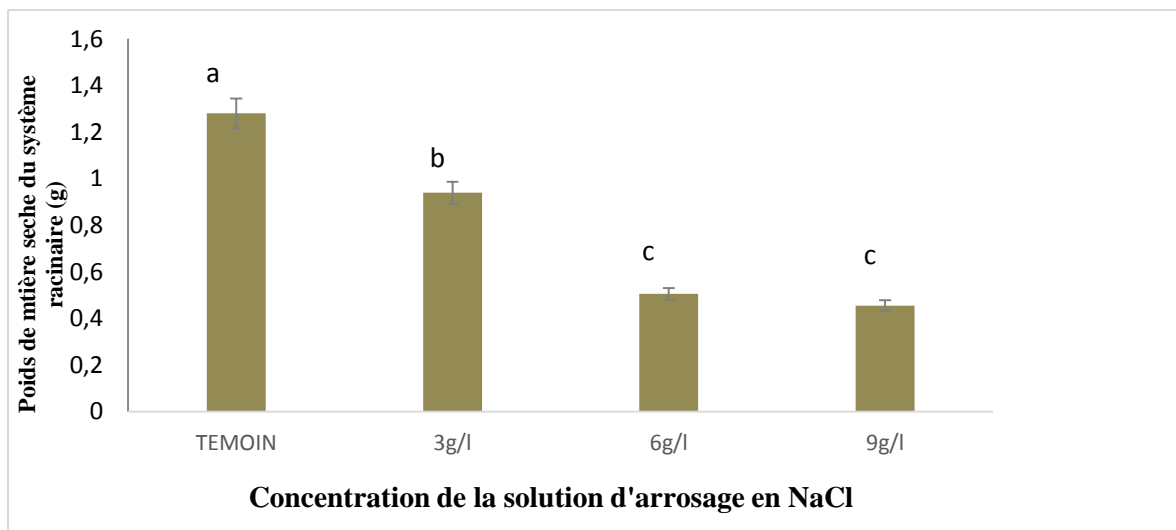


Fig. 44 : Effet de la salinité sur le poids sec du système racinaire d'*H. flexuosum*

4-2-Effet sur les paramètres physiologiques

4-2-1-Effet sur le taux de chlorophylles totales

Le dosage de la teneur en chlorophylles totales a montré une diminution de leurs concentrations avec l'augmentation de la dose de NaCl dans la solution d'arrosage. Au seuil de 3g/l le taux de chlorophylles totales est significativement affecté (groupe b) avec un taux de réduction moyen de 21% (Fig. 45). Une diminution de 54% est enregistrée à 9g/l (groupe c).

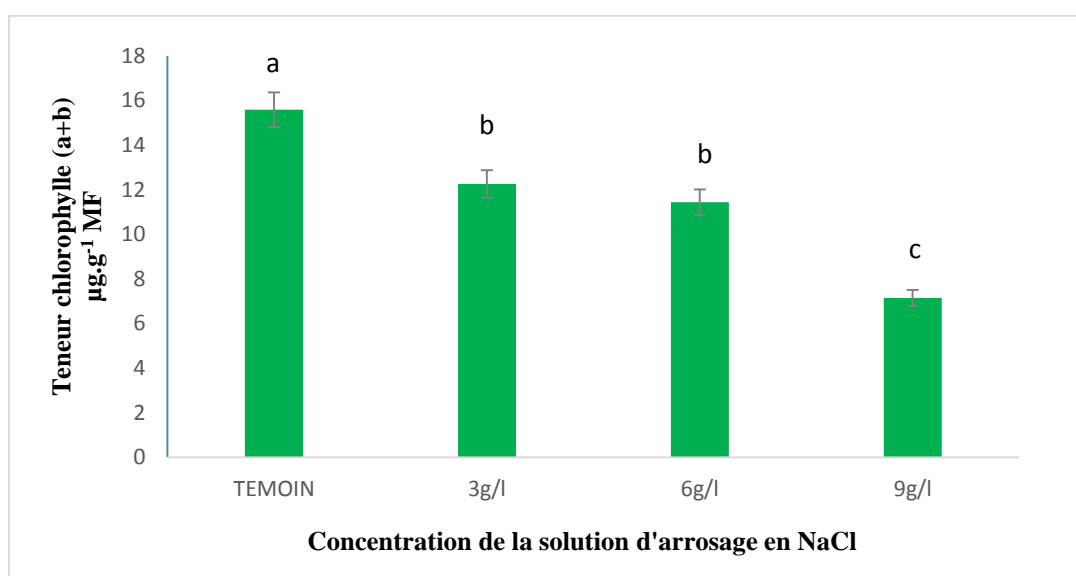


Fig. 45 : Effet de la salinité sur la teneur en chlorophylles totales d'*H. flexuosum*.

4-2-2-Effet sur la fuite des électrolytes

La fuite des électrolytes augmente avec la salinité du milieu (Fig. 46). L'analyse de la variance révèle une différence très hautement significative ($P \leq 0.001$) entre les différentes concentrations testées, classées en quatre groupes distincts, par le test de Newman-Keuls. La valeur la plus faible, qui est de 18.16%, est enregistrée dans les conditions témoins (groupe a). Cette fuite des électrolytes ne cesse d'augmenter à 3g/l (groupe b) et à 6g/l (groupe c) puis a triplé à la dose de 9g/l de NaCl où elle atteint un taux maximal de 51.19% (groupe d).

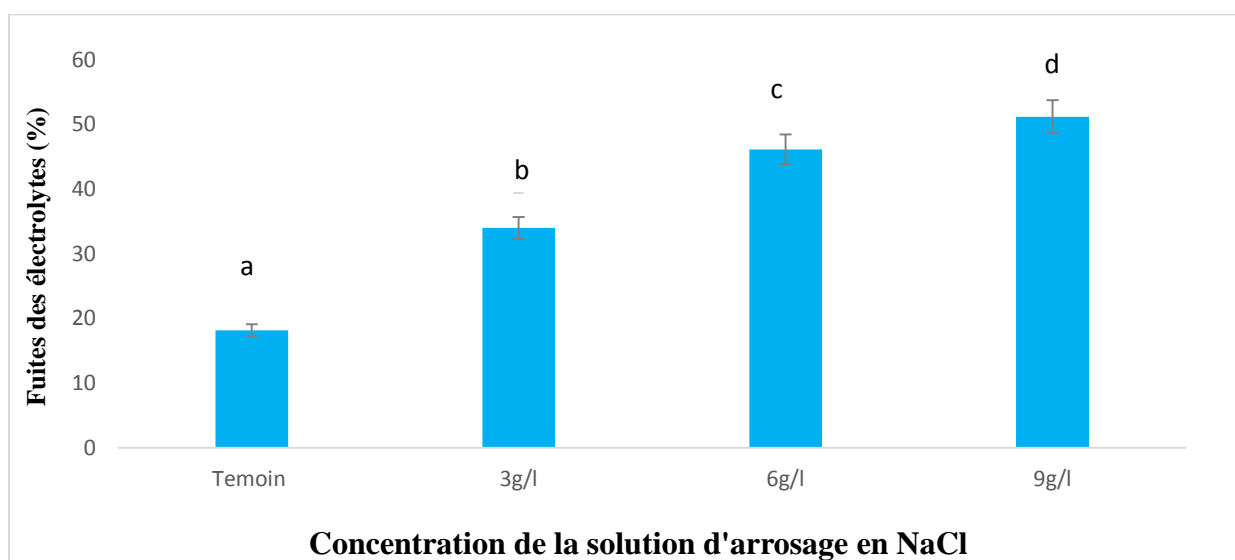


Fig. 46 : Effet de la salinité sur la fuite des électrolytes chez *H. flexuosum*

4-2-3-Effet sur la teneur relative en eau (RWC)

La teneur relative en eau diminue graduellement à mesure que la contrainte saline augmente (Fig. 47). Le test statistique révèle une différence très hautement significatif ($P \leq 0.001$) et le test Newman-Keuls distingue trois groupes. Les plants témoins présentent une RWC, la plus élevée enregistrée avec un taux de 61.52% (groupe a). La RWC a baissé avec 3g/l de NaCl à 57.31% (groupe b). Elle diminue encore à 9g/l, et atteint le taux le plus bas (49.80%), valeur limite de la RWC critique (50% chez les espèces glycophytes).

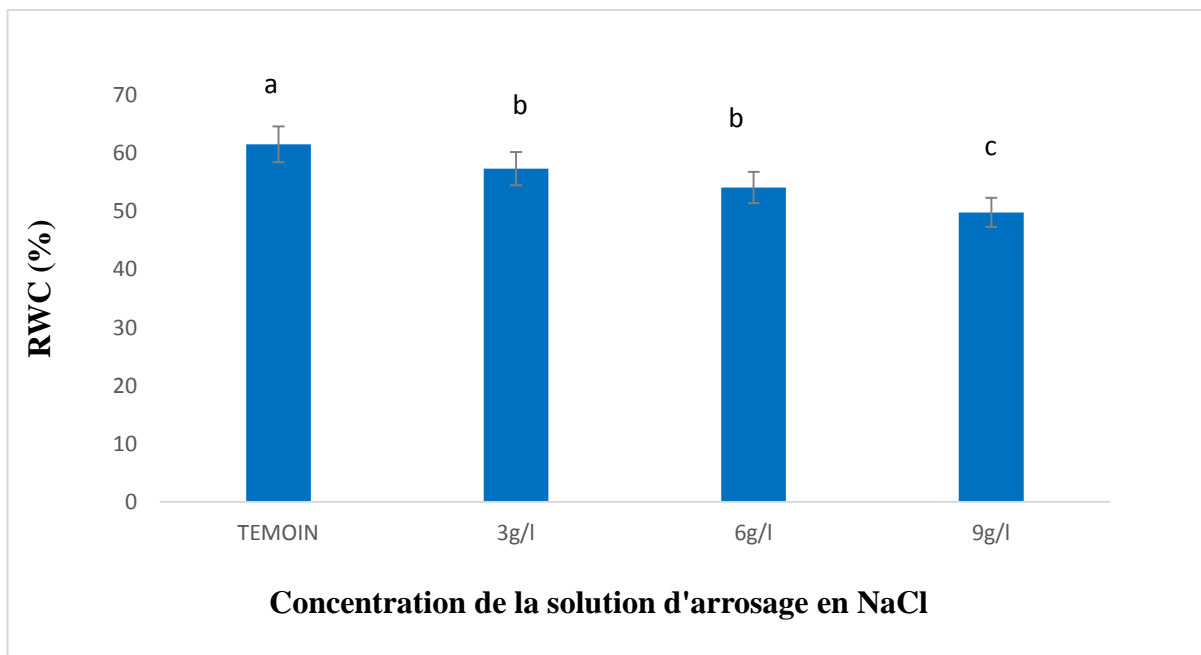


Fig. 47 : Effet de la salinité sur la RWC des plants d'*Hedysarum flexuosum*

4-2-4-Corrélation entre teneur en chlorophylles et fuite des électrolytes

Dans le but d'estimer l'impact du sel sur la machinerie photosynthétique, nous avons jugé utile de rechercher une relation entre la teneur en chlorophylles totales et la fuite des électrolytes en condition de contrainte saline (Fig. 48). Le test de corrélation de Spearman au seuil de signification de $\alpha=0.05$ a révélé une corrélation significative négative ($R^2>95\%$), entre les teneurs en chlorophylles totales des feuilles et la fuite des électrolytes (valeurs des deux paramètres converties en valeurs arbitraires sur la figure)

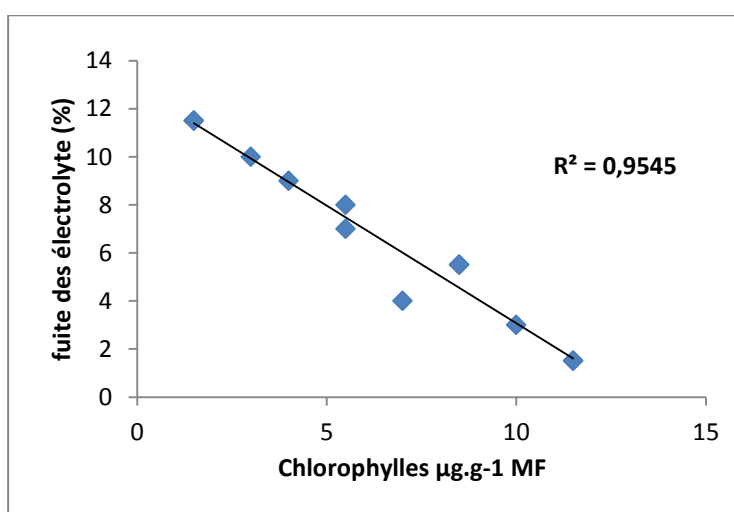


Fig. 48 : Corrélation entre la teneur en chlorophylles et la fuite des électrolytes

4-2-5-Corrélation entre la RWC et la hauteur de la tige

Afin de comprendre l'effet du stress salin sur la croissance des plantes d'*H. flexuosum*, nous avons, également, étudié la relation entre la croissance en longueur des plantes et le statut hydrique des cellules *via* la RWC (Fig.49). Au seuil de signification de $\alpha=0.05$ le test de corrélation de Spearman confirme une corrélation significative positive entre la RWC et la longueur de la tige avec R^2 de 63%. Les valeurs des deux paramètres sont converties en valeurs arbitraires sur la figure.

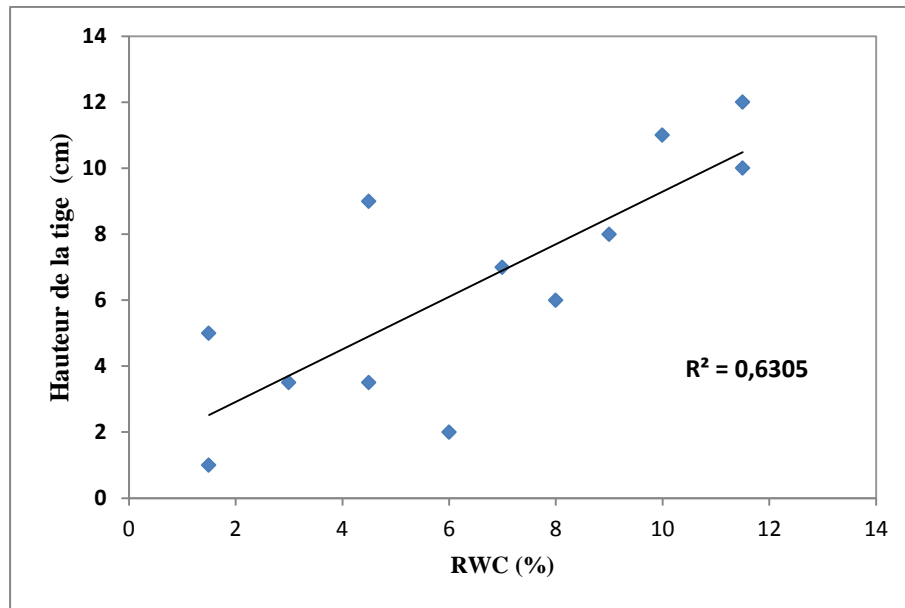


Fig. 49 : Corrélation entre la hauteur de la tige et la RWC chez *H. flexuosum*

4-3-Effets sur les paramètres biochimiques

4-3-1-Effet sur la teneur en protéines hydrosolubles

Le stress salin exerce un effet négatif sur la teneur en protéines des feuilles d'*H. flexuosum* (Fig. 50). Le test statistique a montré que les quantités de protéines diminuent, significativement, avec l'augmentation de la dose de NaCl, et a identifié deux groupes, chaque groupe représente une concentration de sel. Ce sont les plants témoins qui montrent le taux de protéines le plus élevé avec 50.69mg/gMS (groupe a). Ce taux diminue pour les concentrations plus élevées de NaCl (groupe b).

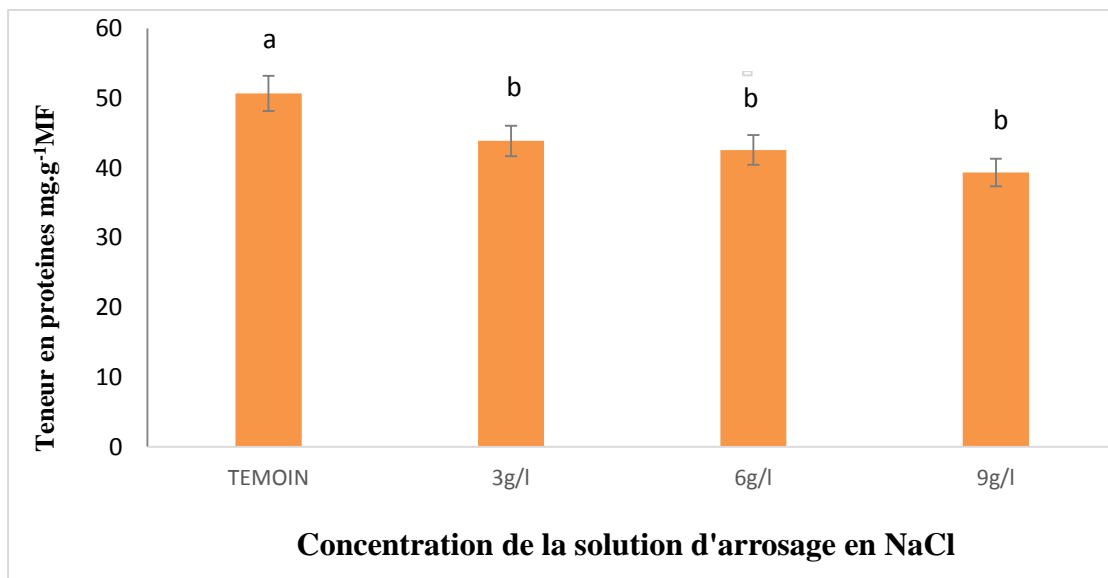


Fig.50 : Effet de la salinité sur la teneur en protéines des feuilles d'*H. flexuosum*

4-3-2-Effet sur la teneur en proline

La teneur en proline augmente en fonction de la salinité du milieu (Fig. 51). Le test de Newman-Keuls classe les quatre concentrations de NaCl en quatre groupes distincts. L'augmentation de la teneur en proline est significative à partir de 3g/l de NaCl (groupe b), concentration pour laquelle nous avons relevé le double de la quantité obtenue chez les plants témoins (3.5 contre 6.8mg/g MS). A 6g/l de NaCl, la teneur en proline est de 19.48mg/gMS (groupe c). Cette teneur augmente encore à 9g/l pour atteindre 33.86mg/g de MS (groupe d).

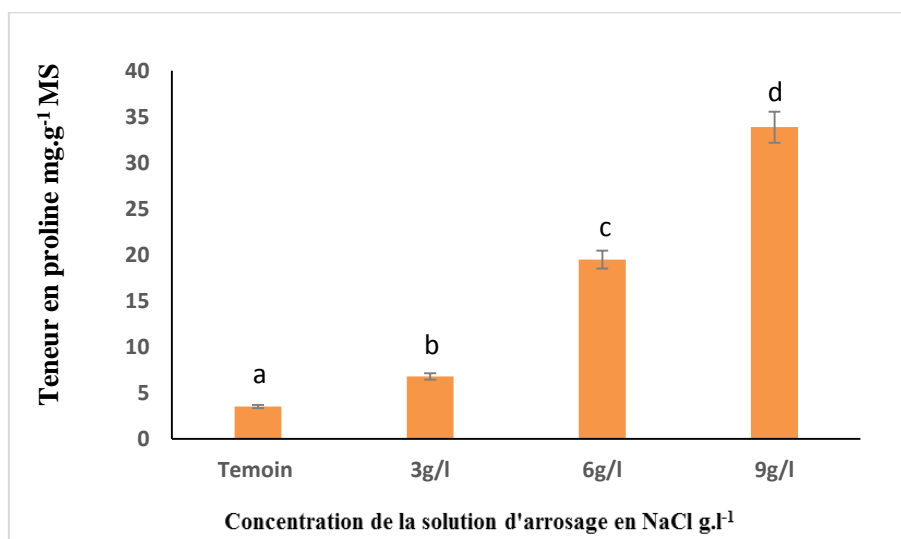


Fig. 51 : Effet de la salinité sur la teneur en proline des feuilles d'*H. flexuosum*

4-3-3-Effet sur la teneur en sucres solubles totaux

L'impact du stress salin est significatif sur la teneur en sucres solubles chez le *Sulla* (Fig 52). En effet, l'analyse statistique a montré l'existence de différences significatives entre les quatre concentrations de NaCl testées. Le test de Newman-Keuls identifie quatre groupes homogènes, et chaque groupe représente une concentration. Les quantités de sucres solubles augmentent avec l'augmentation de la concentration en NaCl. Les taux d'augmentation sont de 8% à 3g/l de NaCl (groupe b), 32% à 6g/l de NaCl (groupe c) et de 57% à 9g/l de NaCl (groupe d) (Fig. 52).

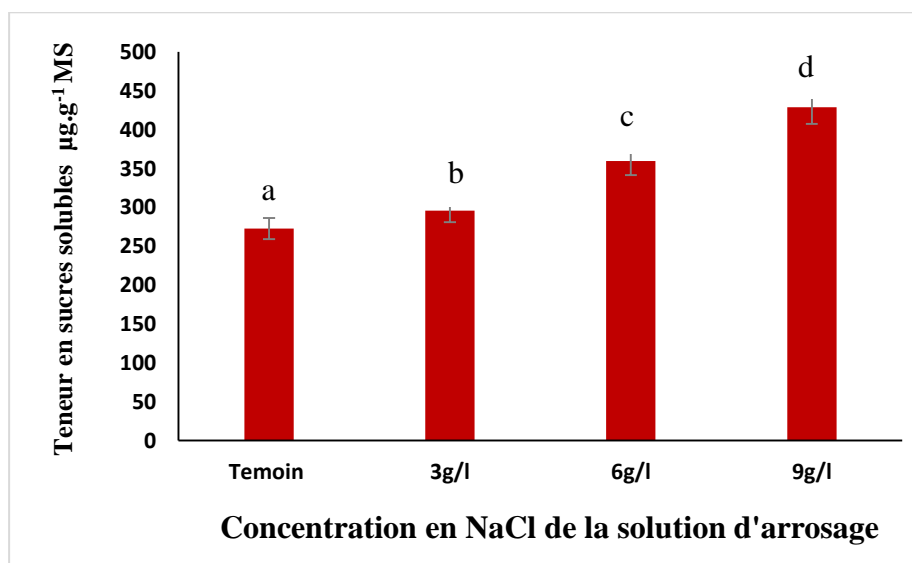


Fig. 52 : Effet de la salinité sur la teneur en sucres solubles des feuilles d'*H. flexuosum*

4-3-4-Corrélation entre protéines solubles et proline libre

Une corrélation négative a été obtenue chez les plantes de *Sulla* entre les teneurs en protéines solubles et en proline en réponse à la salinité (Fig. 53). Cette corrélation négative suggère que la proline aurait comme origine, la dégradation des protéines riches en proline. La corrélation obtenue au seuil de signification $\alpha=0.05$ avec le test de corrélation de Spearman est élevée avec une valeur de R^2 de 0.96. Les valeurs des deux paramètres sont converties en valeurs arbitraires sur la figure.

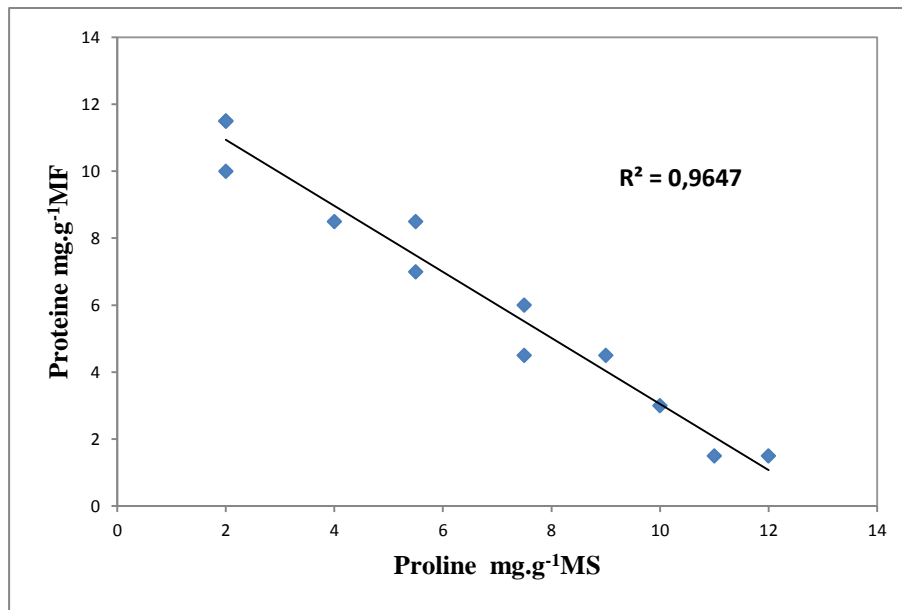


Fig. 53 : Corrélation entre teneurs en protéines solubles et proline foliaires chez *H. flexuosum*

Discussion

-Discussion

L'objectif de notre travail est l'étude des effets des contraintes saline et Hydrique simulé par le PEG sur la phase de germination et de croissance d'*Hedysarum flexuosum* L.

L'analyse statistique de nos résultats par le test ANOVA fait ressortir un effet très hautement significatif ($P < 0.01$) pour les paramètres TG et TMG. La réduction du TG est significative à partir de 2g/l de NaCl. Ces résultats sont en accord avec ceux signalés par plusieurs auteurs (Levignon *et al.*, 1995 ; Tlig *et al.*, 2008) qui rapportent une réduction de 75% à 100mM de NaCl chez *Cleoream blyocarpa*.

Nos résultats montrent que la concentration de NaCl qui induit une DL50 se situe entre 4 et 6g/l. Cette valeur est inférieure à celle enregistrée par Dallali *et al.* (2012) et Xue *et al.* (2012) chez *H. coronarium* et *H. scoparium*. Ce qui suggère que *H. flexuosum* est plus sensible, en phase de germination à la salinité par rapport à ces deux espèces.

Le retard de germination engendré par les concentrations croissantes du milieu en NaCl et PEG, pourrait s'expliquer par l'allongement du temps nécessaire à l'imbibition des graines (Benmiled *et al.*, 1986 ; Jaouadi *et al.*, 2010 ; Smaoui et Cherif, 1986). En effet, l'allure des courbes de germination obtenues corroborent celles de diverses espèces végétales citées par de nombreux auteurs (Bialecka et Kepczynski, 2009 ; Aisset et Mehdadi, 2016 ; Mguis *et al.*, 2014 ; Jaouadi *et al.*, 2010 ; Sosa *et al.*, 2005; Nasri et Benmahiaoui, 2015; Song *et al.*, 2005; Balaguera *et al.*, 2009; Gondim *et al.*, 2010; Tlig *et al.*, 2008).

De nombreux travaux ont montré que le stress salin affecte la germination des graines des glycophytes par des effets osmotiques et toxiques. Ainsi, Kshetrimayum *et al.* (2017) ont montré qu'à partir de 2gl de NaCl, une diminution de l'expression des voies enzymatiques de synthèse des aquaporines est observée, ce qui influe sur la pénétration de l'eau dans la graine affectant ainsi sa capacité d'imbibition. L'effet négatif des sels peut aussi se manifester par un ralentissement de la mobilisation des réserves en raison de l'inactivation de la synthèse des hydrolases et/ou de l'inhibition du transfert des produits de l'hydrolyse de l'endosperme à l'embryon (De-oliviera *et al.*, 1998). D'autres études signalent que le stress salin induirait une production de dérivés réactifs d'oxygène (ROS) aboutissant à la peroxydation des lipides chloroplastiques et mitochondriaux et à la perte de l'intégrité membranaire (Thiam *et al.*, 2013 ; Gondim *et al.*, 2010 ; Lachhab *et al.*, 2013 ; Mahi *et al.*, 2015).

Face au stress hydrique, *H. flexuosum* enregistre une diminution du TG à la pression osmotique de -1bars. Plus la pression osmotique du milieu d'imbibition est élevée plus le TG

diminue alors que le TMG augmente. Ces résultats sont similaires à ceux cités en bibliographie chez plusieurs espèces de familles végétales différentes (Hardegree *et al.*, 1994 ; Benjeddi, 2005 ; Jaouadi *et al.*, 2010 ; Castroluna, 2014 ; Aisset et Mehdadi, 2016).

Nos résultats montrent également que, face à un stress osmotique sévère, la germination des graines de *Sulla* chute considérablement et est inhibée à la pression de -9.25 bars. Ces résultats sont en accord avec ceux de Murthy et Teuxejavathi (2016) chez *Macrotyloma uniflorum*. La réduction du pourcentage de germination, en présence de différentes pressions osmotiques, chez les plants de différentes provenances tunisiennes de *H. coronarium* (Benjeddi, 2005) est moins importante par rapport à celle enregistrée dans notre essai, ce qui indiquerait une meilleure tolérance de *H. coronarium* au stress hydrique par rapport à *H. flexuosum*.

Deboura *et al.* (2012) ont démontré l'efficacité du gaïacol peroxydase (GPX) dans la lutte contre le stress oxydatif provoqué par les doses de 50 et 100mM de NaCl chez *Cenchrus aliaris*. Ces travaux montrent que l'augmentation de la salinité jusqu'à 100mM de NaCl est associée à l'élévation de l'activité du gaïacol peroxydase.

Les travaux d'Issolah *et al.* (2012) indiquent la présence de *H. coronarium* sur des sites à pluviométrie inférieure à 450mm et cette espèce a montré de bonnes performances agronomiques et une tolérance aux stress salin et hydrique. Le pH du sol expliquerait en partie la limitation de l'aire de répartition de *H. flexuosum* par rapport à *H. coronarium*. Abdelguerfi *et al.* (1991) ont signalé que *H. flexuosum* et *H. aculeolatum* se rencontrent moins fréquemment lorsque la teneur des sols en calcaire total est élevée.

La variation de la tolérance au stress salin est souvent étudiée pour montrer la différence de comportement des espèces (Lovato *et al.*, 1994). Cette diversité est d'autant plus intéressante quand elle est de type intra-spécifique. En effet, l'existence de cette diversité génotypique de tolérance à un stress comme le sel au sein d'une même espèce est un moyen pour l'amélioration des systèmes de culture en zone marginales (Ben Jeddi, 2005). Dans le cas d'*H. flexuosum*, une diversité morphologique et métabolique intra-spécifique importante a été signalée par plusieurs auteurs (Abdelguerfi, 2002 ; Ben Fadhel *et al.* 1997 ; Ben Fadhel *et al.*, 2006).

Comme il a été montré sur d'autres espèces, l'évaluation d'*H. flexuosum* pour le critère de tolérance aux contraintes abiotiques ne peut se faire uniquement sur la base de la réponse de cette espèce en phase de germination. Une investigation des stades phénologiques ultérieurs sous des conditions hydrique et saline contraignantes compléterait ces résultats et contribuerait à la connaissance de ces exigences pédoclimatiques. Neffati (1994) a bien

confirmé que la caractérisation de la tolérance à la salinité au stade germination est une information nécessaire mais pas suffisante pour expliquer la distribution des espèces dans les milieux salés.

L'influence de prétraitements par les acides gibbérellique, ascorbique et salicylique sur la germination et le début de croissance d'*H. flexuosum* dans les conditions de contrainte saline a également été étudiée. L'analyse statistique des résultats révèle une influence négative de la salinité sur le taux et le temps moyen de germination. Sous une contrainte saline de 6g/l de NaCl, avec un apport exogène de la GA₃, le taux de germination est amélioré (53%) par rapport au TG des graines n'ayant pas été traitées à GA₃ (21%). Nos résultats ont montré une meilleure stimulation de la concentration de 1mM de GA₃ par rapport à 1.5mM.

Ce résultat corrobore ceux de plusieurs auteurs ayant travaillé sur des espèces appartenant au même genre comme *H. carnosum* (Dallali *et al.*, 2012 ; Ben Djeddi, 2005), et sur de nombreuses autres espèces (Murillo-Amador *et al.*, 2002 ; Demir *et al.*, 2006 ; Almansouri *et al.* 2001; Jamil *et al.*, 2006). Des travaux ont évoqué le rôle d'un apport exogène en GA₃ dans la protection de l'activité des enzymes hydrolytiques mises en jeux lors de la germination en situation saline. (Turkyilmaz, 2012).

Dans notre travail, nous avons également relevé un effet positif d'un apport en acide ascorbique (vitamine C) sur l'amélioration de la tolérance à la contrainte saline, exprimé par une élévation du nombre de graines germées. Ces résultats concordent avec ceux obtenus par Khan *et al.* (2006) qui ont montré des effets bénéfiques d'un apport exogène d'acide ascorbique sur la germination des graines des halophytes sous stress salin. Nous avons montré que l'acide ascorbique exerce une influence plus forte à 60mM, alors que la GA₃ présente une action plus marquée à la faible dose testée de 1mM.

Nos travaux ont également révélé un impact statistiquement significatif des traitements conjoints de GA₃ et de l'acide ascorbique sur les paramètres de croissance des plants exposés au stress salin. L'analyse statistique de nos résultats montre qu'à 6g/l de NaCl, l'augmentation de longueur de l'hypocotyle est significative avec un taux d'élongation d'environ 32% par rapport aux graines sans traitement hormonal.

L'effet négatif sur la longueur racinaire est aussi atténué de 16.82% par la GA₃ sous une salinité de 3g/l. Les biomasses fraîche et sèche sous stress salin se trouvent réduites par le traitement à la GA₃ et l'acide ascorbique. Ces résultats sont conformes à ceux de Li *et al.*

(1995), Basalah *et al.* (1999), Zhenguand (1996), Kaur *et al.* (1998) cité par Bialecha et Kępczyński (2009) chez plusieurs espèces de glycophytes.

Le rôle de l'acide ascorbique selon Asada (1999), Conklin (2001), Pignocchi *et al.* (2003) cité par Behairy *et al.* (2012), a été démontré sur la croissance des plantes, la division cellulaire, l'expansion de la paroi et d'autres processus de développement. Ces effets s'expliquent par des modifications des activités antioxydantes, cas de l'estérase (Hassanein, 1999 *in* Behairy, 2012). Les génotypes tolérant la salinité présentent un système antioxydant plus actif (Roza *et al.*, 2006 ; Ashraf *et al.*, 2007 *in* Behairy *et al.*, 2012).

L'acide salicylique a également atténué l'impact de la salinité sur la racine. Les travaux de Manzer *et al.* (2018) confortent nos résultats. En effet, ces auteurs ont montré le rôle positif de l'acide salicylique dans l'ajustement osmotique chez les plantules de blé ainsi que dans l'augmentation de l'activité des enzymes antioxydantes pour atténuer les conséquences des ROS.

Les résultats de l'influence de la salinité sur les paramètres morphologiques et physiologiques des plantules des quatre provenances d'*Hedysarum flexuosum* L. ont montré un effet négatif de NaCl sur la production de la biomasse fraîche de la partie aérienne. Face à une contrainte modérée de 3g/l de NaCl, les populations de Sulla ont maintenu leur biomasse, à l'exception de la population Hasnaoua qui a enregistré une légère baisse. Ceci pourrait être dû au fait que les ions Na⁺ et Cl⁻ agiraient comme des électrolytes accompagnateurs favorisant le passage des cations (K⁺, Ca⁺², Mg⁺) et des anions (NO₃⁻) du sol vers les plantes. Cette action accélérerait la croissance et le développement des plantes par impulsion de nombreux événements physiologiques précurseurs (Lepengue *et al.*, 2012). A 9g/l (155mM) de NaCl, une réduction de la biomasse aérienne variant de 50 à 75% est obtenue chez les provenances testées. Ce résultat corrobore les travaux de Dallali *et al.* (2012) chez *H. coronarium* et *H. carnosum* et ceux de Taffouo *et al.* (2009) chez *Vigna unguiculata*.

La variation de la croissance en hauteur des plantules exprimée par la hauteur de la tige principale est parallèle à celle de la biomasse fraîche produite. En effet, la chute de la croissance en hauteur est significative à partir de 6g/l de NaCl, puis subit une réduction de 25% à 50% selon les provenances à 9g/l. Les hauteurs des plantules de Naciria et Ouadhias ayant subi une plus grande réduction. Ces résultats sont proches de ceux de Zaghdoud *et al.* (2011) retrouvés chez *Nicotinia tabacum* et *Nicotinia rustica*.

Nous avons obtenu une réduction de la surface foliaire en réponse à la salinité, variant entre 46 et 66% chez les quatre provenances, résultats similaires à ceux signalés par Azevedo Neto *et al.* (2004) et Kadri *et al.* (2009) chez d'autres glycophytes. Cette réduction de la surface pourrait être à l'origine de la diminution de la croissance en longueur et de l'accumulation de biomasse en raison de la baisse de la photosynthèse. Ce processus est étroitement dépendant du potentiel hydrique foliaire, ainsi que de la RWC, et est statistiquement confirmé par nos résultats. En effet, la RWC foliaire d'*H. flexuosum*, est réduite à partir du seuil de 3g/l pour les plantules de Naciria et Ouadhias et à partir de 6g/l de NaCl pour les provenances d'Azeffoun et Hasnaoua. La RWC a enregistré une diminution graduelle en fonction du degré de salinité pour atteindre un seuil de 60% sous la contrainte saline sévère de 9g/l. Ces résultats ont été déjà signalés sur la même espèce (*H. flexuosum*) à un stade phénologique plus précoce (Ait Saidi et Belkessa 2014), ainsi que chez d'autres glycophytes (Berka et Aïd., 2009; Lobato *et al.*, 2008 ; Salarizdah *et al.*, 2012). Ceci pourrait être dû à la toxicité des ions Na⁺ et/ou Cl⁻ accumulés dans le cytoplasme à des niveaux dépassant la capacité de compartimentation de la plante (Rochdi *et al.*, 2005). L'accumulation de ces deux ions serait la plus impliquée dans le flétrissement et la mortalité de certaines espèces (Hasanuzzaman *et al.*, 2013).

Nous avons relevé un ajustement de l'homéostasie morphologique qui allouerait des nutriments au système racinaire au détriment de la croissance en hauteur, de façon plus marquée chez les plantes de la provenance de Naciria et Ouadhias. Ceci a engendré le maintien de la biomasse racinaire et la diminution du rapport système aérien/système racinaire, ce qui contribuerait à réduire l'évapotranspiration par réduction de la surface aérienne des plantes (Hopkins, 2003).

L'effet du stress salin se manifeste par une diminution des biomasses fraîches et sèches, de la hauteur de la tige et de la surface foliaire (Çiçek *et al.* 2002; Yeo, 1983; Zhu, 2002 *in* Lemzeri, 2007). C'est l'effet le plus commun des stress abiotiques sur la physiologie des plantes, la réduction de la croissance étant une capacité adaptative nécessaire à la survie d'une plante exposée à un stress. La croissance est inversement corrélée à la résistance au stress salin d'un génotype donné (Zhu, 2001 *in* Bois, 2005). Ce retard de développement permet à la plante d'accumuler de l'énergie et des ressources pour surmonter le stress avant que les dommages ne soient irréversibles. Cette réduction de la croissance est expliquée par des perturbations de concentrations de l'acide abscissique et des cytokinines (Termaat *et al.*, 1985 ; Kuiper *et al.*, 1990 *in* Belfakih *et al.*, 2013).

Nos résultats révèlent une teneur plus élevée en sucres solubles totaux chez les plantules soumises à la contrainte saline par rapport à celles arrosées avec la solution témoin sans NaCl. Cette augmentation est plus marquée chez les plantules d’Azeffoun et Hasnaoua qui ont le plus accumulé de sucre comparativement aux témoins. Des travaux réalisés sur des espèces de glycophytes et halophytes ont montré que les manifestations métaboliques face à une contrainte saline constituent la première réponse à l’échelle cellulaire de la plante (Aschraf et Harris, 2004). Des travaux tels que ceux d’El Midaoui, *et al.* (2007) ont mis en évidence des corrélations négatives entre la production de la biomasse sèche aérienne et les teneurs des feuilles en sucres solubles en condition saline. Ces résultats sont similaires à ceux cités en bibliographie (Ait saidi et Belkessa, 2012 ; Berka et Aïd 2009 ; Lobato *et al.*, 2008 ; Nadjimi et Daoud., 2009 ; Wang et Zhang 2009), suggérant l’existence des potentialités de réponse face au stress, matérialisées par un ajustement osmotique. L’accumulation d’hydrates de carbone est commune aux situations de stress, permettant la réduction du potentiel osmotique des cellules afin de maintenir la turgescence cellulaire et ainsi la croissance des plantes (Muller et Pereira 1995; Lacerda *et al.*, 2003; Aschraf et Harris, 2004 ; Bialecka et kepczynski, 2009). **L’augmentation** de l’activité de certaines enzymes comme l’amylase, l’amidon phosphorylase et la glucose phosphatase synthase a été rapportée chez plusieurs glycophytes et halophytes (Lobato *et al.*, 2008). Ainsi, Udomchalothorn *et al.* (2009) ont observé chez des plantules de riz soumises à une contrainte saline une diminution de l’activité du fructose 2-6-bisphosphate, conduisant à une accumulation de sucres solubles et contribuant ainsi à l’amélioration de la tolérance au sel grâce à l’augmentation de l’osmolarité des cellules.

La réponse des quatre provenances d’*H. flexuosum* étudiées dans ce travail a révélé une variabilité pour certains caractères comme la croissance en longueur des tiges, le rapport de la longueur de la racine /hauteur de la tige, la teneur en sucres solubles et la teneur relative en eau (RWC). Cette variabilité constatée est conforme aux résultats publiés par Ben Fadhel *et al.* (2006) sur des provenances algériennes et marocaines de *H. coronarium*. Ben Fadhel *et al.* (1997) et Ben Fadhel *et al.* (2006) expliquent cette diversité métabolique, morphologique et génétique intra-populationnelles notamment par le type de reproduction du genre *Hedysarum* qui est allogame strict (97% d’allogamie) et par le taux élevé de régénération des individus à partir des semences.

L’application d’une contrainte saline sur *H. flexuosum* a conduit à une diminution du nombre moyen de feuille par plant. Une influence significativement négative de la salinité n’est

observée qu'à partir de 6g/l avec un taux de 25%. Ces résultats sont confirmés par ceux obtenus chez des populations tunisiennes de *H. coronarium*, *H. carnosum* (Dallali *et al.*, 2012), *H. flexuosum* (Ait saidi et Belkessa, 2014), *Trifolium repens* (Ben Khaled *et al.*, 2003) et *Vicia faba* (Aboul-quados, 2011). Ces constatations sont également corroborées par d'autres auteurs sur une diversité de plantes de la catégorie des glycophytes (Wang et Nill, 2000 ; Ali-Dinar *et al.*, 1999 ; Chartzoulakis et Klapaki, 2000 ; Hernandez *et al.*, 2000 ; Munns et Termatt, 1986).

La réduction de la surface foliaire chez *H. flexuosum* pourrait être expliquée comme une stratégie adoptée par cette espèce pour réduire la surface exposée à l'évapotranspiration et ce, afin de maintenir l'hydratation des tissus à un seuil qui permettrait de préserver les processus physiologiques et métaboliques. Cet avantage va cependant de pair avec une réduction de la biomasse, de la croissance en hauteur des tiges et par conséquent de la diminution du nombre de nœuds.

En réponse à un stress osmotique, les plantes activent la synthèse de l'acide abscissique, considéré comme l'un des signaux impliqués dans la régulation de l'ouverture des stomates. La fermeture de ces derniers engendre une diminution de la perte en eau par évapotranspiration parallèlement à une réduction de l'apport en CO₂ (Kim *et al.*, 2010). La réduction de la conductance stomatique et/ou de la pression partielle de CO₂ intracellulaire expliquerait ainsi la chute de rendement en biomasse enregistrée lors des stress abiotiques (Sharkey *et al.*, 1989 in Sage *et al.*, 1988 ; Downton *et al.*, 1990 ; Brinis et Belkhodja, 2018).

La salinité a significativement influencé l'intégrité membranaire des cellules foliaires ayant pour conséquence une augmentation de la fuite d'électrolytes chez le Sulla. Ces résultats sont conformes à ceux de Munns et Tester (2008) et Clarke et McCaig (1982). Des lésions au niveau des chloroplastes et un déséquilibre ionique (Salama *et al.*, 2014), pourraient en effet expliquer la diminution du taux d'activité chloroplastique, traduit dans notre cas par une chute des taux de chlorophylles totales chez *H. flexuosum*. Une surproduction des ROS (Perdiguero *et al.*, 2013), et une peroxydation des lipides (Bor *et al.*, 2003 ; Dallali *et al.*, 2012 ; Rouached *et al.*, 2013) sont également à envisager.

Les concentrations salines appliquées dans notre essai ont conduit à une augmentation des teneurs en proline chez *H. flexuosum*, déjà signalée chez d'autres espèces par plusieurs auteurs (Habib *et al.*, 2012 ; Chorfi, 2009 ; Benhassain *et al.*, 2012). Il est établi que la proline, un des osmolytes les plus répandus, contribue à la protection des structures cellulaires

(Ashraff et Foodad, 2007 ; Székely *et al.*, 2008 ; Lepengue *et al.*, 2012). L'accumulation de la proline est considérée comme un critère d'adaptation au stress par une diminution du potentiel osmotique (Szabados et Savoure, 2010). Cette augmentation de la concentration de proline cytoplasmique est consécutive à la stimulation de sa synthèse, résultant d'une élévation des quantités des messagers codant pour l'enzyme qui convertit le glutamate semi-aldéhyde en proline. Il existe deux voies de biosynthèse de la proline chez les plantes, celle de l'ornithine et celle du glutamate. Cette dernière semble être prédominante sous conditions de stress (Silva-Ortega *et al.*, 2008).

Les teneurs en proline s'accroissent rapidement chez de nombreuses Mono- ou Dicotylédones soumises à un stress salin (Yoshiba *et al.*, 1999; Rhodes *et al.*, 2002; Silva-Ortega *et al.*, 2008). Cette augmentation de la concentration de proline cytoplasmique est consécutive à la stimulation de sa synthèse, résultant d'une élévation des quantités des messagers codant pour l'enzyme qui convertit le glutamate semi-aldéhyde en proline.

La diminution des teneurs en protéines solubles relevée dans ce travail pourrait être expliquée par l'inhibition de la biosynthèse des protéines (Cui *et al.*, 2015) et/ou par l'augmentation de l'activité des protéines hydrolases (Flowers et Yeo, 1986). Dans le cas des légumineuses, l'effet inhibiteur des ions Na^+ et Cl^- sur la nodulation et sur le processus de fixation de l'azote moléculaire contribue également à la chute des teneurs en protéines (Lachhab *et al.*, 2013).

Conclusion

Ce présent travail est une contribution à l'étude du comportement d'une espèce très importante économiquement et écologiquement et très peu étudiée, *Hedysarum flexuosum*, face à deux contraintes abiotiques : le stress hydrique et le stress salin.

En effet, cette espèce répandue dans nos régions, pourrait être une solution à l'indisponibilité du fourrage en Algérie. Il est nécessaire de comprendre son comportement face aux stress salin et hydrique afin de maîtriser son introduction en culture intensive, si envisagée, dans nos régions. Avec le changement climatique, notre pays s'éloigne des étages bioclimatiques subhumides pour se rapprocher petit à petit des étages bioclimatiques plus secs rendant impératif la caractérisation de nos espèces vis-à-vis des contraintes liées au sel et à la sécheresse afin d'y cultiver les espèces les plus appropriées.

La première partie de ce travail a consisté à caractériser le comportement germinatif de cette espèce vis-à-vis des stress salin et hydrique. Les résultats ont mis en évidence la sensibilité de la germination des graines d'*H. flexuosum*, aussi bien au stress hydrique qu'au stress salin. En effet, nous avons obtenu une diminution significative du TG à partir de 2g/l de NaCl, à une pression osmotique de -1bar. La germination des graines d'*H. flexuosum* est pratiquement inhibée à 10g/l de NaCl et à -9.25bars. Tout comme le TG, le TMG est également affecté par les stress salin et hydrique. Par ailleurs, nous avons aussi observé que le temps de latence de la germination à 2g/l de NaCl est doublé et à -1bar. Ce retard de germination augmente avec la sévérité des stress, ce qui, dans les conditions naturelles peut être un inconvénient considérable de culture. La germination d'*H. flexuosum* est complètement inhibée à une pression osmotique de -9.25bars.

La comparaison des valeurs des DL50 obtenues avec celles enregistrées chez des espèces du genre *Hedysarum*, a montré que cette espèce serait plus sensible au stress salin et hydrique par rapport à plusieurs cultivars tunisiens d'*H. coronarium* (DL50 estimée à -2.11bars).

L'acide gibbérellique (GA3) à 1mM et l'acide ascorbique à 60mM ont permis d'améliorer les TG des graines d'*H. flexuosum* en conditions de salinité, résultat confirmé par l'analyse statistique. Alors que le TMG a augmenté avec les concentrations croissantes de NaCl, les graines doublement traitées avec le NaCl et les phytohormones, ont eu une réduction de TMG traduisant une amélioration de la vitesse de germination.

L'acide gibbéréllique a amélioré la hauteur moyenne de la tige et des racines contrairement à l'acide ascorbique qui n'a eu un effet positif que sur la hauteur des plantules. Le prétraitement à l'acide salicylique a provoqué une augmentation de la hauteur de l'hypocotyle à 3g/l de NaCl statistiquement très hautement significative.

L'étude de la réponse des plantes des quatre provenances d'*Hedysarum flexuosum* au stress salin a montré que la biomasse fraîche aérienne est réduite jusqu'à 75% chez les populations testées. Nous avons de plus, obtenu une chute de la surface foliaire allant jusqu'à 66% chez les quatre populations sous contrainte saline. Ce paramètre montre une stratégie de réduction de la surface d'évaporation de cette espèce face au stress. La teneur relative en eau (RWC) ne commence à diminuer significativement qu'à 6g/l de NaCl pour les plantes des provenances d'Azeffoun et Hasnaoua contrairement à celles d'Ouadhias et Naciria qui subissent une réduction dès 3 g/l de NaCl ce qui indiquerait une plus grande sensibilité à la contrainte saline de ces dernières. Chez nos 4 populations, la partie aérienne semble plus affectée par la salinité que le système racinaire, illustrée par l'augmentation enregistrée de 65% du rapport longueur racinaire/partie aérienne. Cet ajustement morphologique de la plante permet d'allouer plus de matière sèche au système racinaire pour maintenir une alimentation hydrique et minérale suffisante en dépit de la diminution de potentiel hydrique du sol. Les sucres solubles des plantules sous contrainte saline ont augmenté permettant un ajustement osmotique des cellules : augmentation plus marquée chez les plantules des régions d'Azeffoun et Hasnaoua.

Nos résultats nous ont révélé une variabilité intra-spécifique pour certains paramètres. Nous avons constaté que les réponses des plantes des quatre provenances pouvaient être classées en deux groupes : Azeffoun et Hasnaoua d'une part et Naciria et Ouadhias d'autre part. C'est ainsi que le premier groupe (Azeffoun et Hasnaoua) a peu varié sa hauteur de tige et sa RWC sous contrainte saline, alors qu'il a davantage modifié sa longueur de racine et ses teneurs en sucre, ayant un meilleur ajustement osmotique et ne diminuant sa RWC qu'à partir de 6g/l de NaCl. En revanche, les plantes de Naciria et Hasnaoua ont beaucoup plus réduit leur hauteur de tige et leur RWC a baissé dès 3g/l de NaCl, mais ont peu modifié la longueur des racines et leur teneur en sucre.

Cette répartition de réponses en 2 groupes, des 4 provenances, toutes de l'étage bioclimatique sub-humide, pourrait être associée au facteur «altitude» commun à Naciria et Ouadhias (280 et 488m d'altitude respectivement) et absent chez Azeffoun et Hasnaoua (25 et 100m

d'altitude respectivement). Il serait intéressant de caractériser davantage ces différentes stations sur le plan pédoclimatique afin de mieux cerner cette variabilité.

Les résultats de l'essai réalisé sous serre sur les plantes à un stade plus avancé de croissance nous ont permis de relever une cascade de conséquences affectant aussi bien la morphologie que le métabolisme des plantes. Nous avons en effet obtenu, un impact du stress sur l'alimentation hydrique des plantes exprimé par une réduction du taux d'hydratation des tissus *via* la diminution de la RWC jusqu'à 50% (valeur limite) à 9g/l de NaCl, répercutée aussi sur la croissance des plantes. Une diminution du nombre moyen de feuille (20%) est obtenue, comportement caractéristique des espèces glycophytes.

La forte corrélation entre le taux de fuite d'électrolytes et la teneur en chlorophylles totale est probablement due aux effets toxiques des ions Na^+ et Cl^- sur l'activité photosynthétique. L'ajustement osmotique s'est avéré efficace jusqu'à un seuil de stress de 3g/l, au-delà duquel l'accumulation des osmotocums sucres solubles et proline, n'a pas pu atténuer l'impact du stress sur ces plantes. La corrélation entre les protéines et la proline montre dans ce cas que cet acide aminé est issu, au moins en partie, de la protéolyse des protéines riches en proline.

Sur la base des réponses *d'Hedysarum flexuosum* aux contraintes saline et hydrique aussi bien en phase de germination qu'en phase de pleine croissance, nous pouvons aisément classer cette espèce comme glycophyte sensible.

Perspectives

Des investigations plus approfondies sont nécessaires afin de répondre à de nombreuses questions, à savoir :

- généraliser l'étude de stress salin chez *H. flexuosum* L. aux différents stades de développement ce qui permettrait de déterminer le stade le plus sensible à la salinité,
- diversifier la recherche à d'autres osmoticums (polyols, acides aminés...) chez cette espèce,
- analyser des profils électrophorétiques des protéines afin de mettre en évidence d'éventuelles protéines induites par le stress chez cette espèce,
- élargir le champ de prospection à plusieurs autres espèces sur des étendues géographiques plus larges (*H. coronarium*, *H. carnosum*, *H. capitatum*...) et entreprendre des caractérisations morphologiques et écophysiologicalues,
- estimer les potentialités de séquestration des ions toxiques chez les espèces du genre *Hedysarum* et ainsi la capacité de reprise de l'homéostasie ionique à l'échelle cellulaire et de l'organisme,
- étudier la physiologie de l'activité biologique des bactéroïdes nodulaires de cette espèce dans des situations environnementales diverses (hydrique, saline, thermique etc.),
- caractériser la valeur nutritionnelle de cette espèce sous des conditions de stress,
- enfin, entamer un programme de collecte de semences et de sélection des performances des populations agronomiques et écophysiologicalues dans l'optique d'un projet de domestication de cette espèce dans notre pays comme c'est le cas pour des populations d'*Hedysarum* dans plusieurs pays du pourtour méditerranéen.

Références Bibliographiques

-Références Bibliographiques

ABDELGUERFI-BERREKIA A. (1985). Contribution à l'étude du genre *Hedysarum* L. en Algérie, thèse Magister, I.N.A. El Harrach. Alger. pp131.

ABDEGUERFI-BERREKIA R., ABDELGUERFI A., BOUNAGA N., GUITTONNEAU G.C. (1991). Répartition des espèces spontanées du genre *Hedysarum* L. en Algérie, en relation avec certains facteurs du milieu. *Fourrages*. 126: 187-207.

ABDELGUERFI A. (2002). Ressource génétiques d'intérêt pastoral et/ou fourrager: distribution et variabilité chez les légumineuses spontanées (*Medicago*, *trifolium*, *Scorpiurus*, *Hedysarum* et *Onobrychis*) en Algérie. Thèse Doctorat d'Etat en Sciences Agronomiques. INA. El Harrach. pp431.

ABDELGUERFI-BERREKIA R., ABDELGUERFI A., BOUNAGA N., GUITTONNEAU G.G. (1989). Contribution à l'étude des espèces spontanées du genre *Hedysarum* L. en Algérie. Etude biométrique de quelques populations d'*H. coronarium* et *H. flexuosum* en essai de comportement et dans leur milieu d'origine. *Annal. Instit. Nat. Agr. El-Harrach*. 13(2): 506-531.

ABDUL-QADOS AMS. (2011). Effect of salt stress on plant growth and metabolism of bean plant *Vicia faba* (L.). *J. of the Saudi Soc. of Agri. Sci.* 10(1) : 7-15.

AISSET A., MEHDADI Z. (2016). Effect of salinity and water stress on the germination of *Medicago arborea* L. *Seed J. Appl. Environ. Bid. Sci.*, 6 : 113-121.

AIT SAID S. (2011). Stratégie adaptatives de deux espèces du genre *Pistacia* (*Pistacia lentiscus* L. et *Pistacia atlantica* Desf.) aux conditions d'altitude, de salinité et d'aridité : approches morpho-anatomique, physiologique et écophysiologiques. These de Doctorat en Biologie Vegetale. Uninversite Mouloud Mammeri. Tizi ousou. pp160.

AIT SAIDI et B. BELKESSA A. (2012). Contribution à l'étude de la réponse au stress salin des plantules de Sulla (*Hedysarum flexuosum*) au stade début de croissance. Mémoire de Diplôme d'Etudes Supérieures (D.E.S.) en Biologie. Option: Biologie et Physiologie Végétale. Université Mouloud Mammeri. Tizi Ouzou. PP42.

ALI DINAR H.M., EGERT G., IDDEERS P. (1999). Growth chlorophylls content, photosynthesis and water relation in Guava (*Psidium guajava*) under salinity and different nitrogen supply. *Gartenan wissenschaft*. 6 : 425-459.

ALMONSOURI M., KINIET JM., LUTTS S. (2001). Effect of salt and osmotic stress on germination in durum Wheat (*Triticum durum*). *Plant and Soil*. 231: 243-254.

AL-WHAÏBI MH. (2011). Plant heat shock proteins. *Plant Journal of King Saudi University. Science*. 23(2) : 139-150.

- AMAYA I., BOTELLA MA., DE LA CALLE M., MEDINA MI., HERDIA A. (1999).** Improvement germination under osmotic stress of tobacco plants overexpression a cell wall peroxidase. *FEBS Letters*. 457 : 80-84.
- AMEZKETA E. (2006).** An integrated methodology for assessing soil salinization, a precondition for land desertification. *J. Arid Environ.* 67 : 594-606.
- APSE MP., ASHRAF GS., SNEDDEN WA., BLUMALD E. (1999).** Salt tolerance conferred by overexpression of a vacuolar Na⁺/H⁺ antiport in Arabidopsis. *Science*. 285 : 1256-1258.
- ARRIGONI O., De TULLIO MC. (2000).** The role of ascorbic acid in cell metabolism: between gene-directed functions and unpredictable chemical reactions. *J. Plant Physiol.* 157: 481-488.
- ASHRAF M., FOODAD MR. (2007).** Roles of glycine betaine and proline in improving plant abiotic stress resistance. *Environ. Exp. Bot.* 59 : 206-216.
- ASHRAF M., HARRIS DJ. (2004).** Potential biochemical indicators of salinity tolerance in plants. *Plant Science*. 166 : 3-16.
- ASHRAF MR., ATHAR HR., HARRIS DJ., KWON T.R. (2008).** Some prospective strategies for improving crop salt tolerance. *Adv. Agronom.* 97 : 45-110.
- AZEVEDO-NETO AD., PRISCO JT., JOAQUIM EF., LACERDA CF., SILVA JV., COSTA P., ENÉAS GF. (2004).** Effects of salt on plant growth, stomatal response and solute accumulation of different maize genotypes. *Plant physiol.* 16: 31-38.
- BALAGUERA-LÓPEZ HE., CARDENAS-HERNANDEZ JF., ALVAREZ-HERREA JG. (2009).** Effect of gibberelic acid (GA3) on seed germination and growth of tomato *Solanum lycopersicum*. *Acta horculturae*. 821(821): 141-148.
- BENNANI K. (2013).** Analyse de la diversité agro_physiologique d'écotypes locaux de certaines légumineuses fourragères annuelles et recherche de potentialités liées au stress salin. Thèse de Doctorat Université Mohammed V Agdal, Maroc pp161.
- BATES LS., WALDREN RP., TEARE ID. (1973).** Rapid determination of free proline for water stress studies. *Plant and soil* 39(1) : 205-207.
- BEHAIRY R., EL-DANASOURY M., CRAKER L., (2012).** Impact of Ascorbic Acid on Seed Germination, Seedling Growth, and Enzyme Activity of Salt-Stressed Fenugreek. *Journal of Medicinally Active Plants*.1 : 106-112.
- BELFAKIH M., IBRIZ M., ZOUAHRI A., HILALI S. (2013) :** Effet de la salinité sur la croissance de deux variété de Bananier «grande naine» et «petite naine» et leur nutrition minérale au Maroc. *Journal of Applied Bioscience*. 63 : 4689-4702.
- BELKHODJA M., BIDAI Y. (2004).** Réponse des grains d'*Atriplex halimus* L. à la salinité au stade de la germination. *Sécheresse* 4 : 331-334.

- BELMIHOUB F. (2012).** Caractérisation phénotypique d'une population de Sulla (*Hedysarum flexuosum*) dans la région de Tizi-Ouzou. Mémoire d'ingénieur. UMMTO. pp35.
- BEN FADHEL N., BOUSSAID M., MARRAKCHI M. (1997).** Variabilité morphologique et enzymatique des populations naturelles magrébines d'*Hedysarum flexuosum*. *El awania*. 96 : 77-90.
- BEN FADHEL N., AFIF M., BOUSSAID M. (2006).** Structure de la diversité génétique d'*Hedysarum flexuosum* en Algérie et au Maroc. Implication sur sa conservation. *Fourrages*. 186 : 229-240.
- BEN HASSAIN H., FETATI A., HOCINE A.K., BELKHODJA M. (2012).** Effets du stress salin, l'accumulation de la proline et des sucres solubles sur des plantules portes greffe de *Pistashia atlantica* Desf. sub sp. *Atlantica*. *Biotech. Agron. Soci. Envi*. 16(2): 159-165.
- BEN JEDDI F. (2005).** *Hedysarum coronarium* L. Variation génétique, Création variétale et utilisation dans les rotations tunisiennes. Thèse de Doctorat en Sciences Biologiques Appliquées. Faculté des Sciences Biologiques. Université de Gent Belgique. pp202.
- BEN KHALED L., MORTE GOMZA A., OUARRAQUI E., OIHABI A. (2003).** Réponse physiologiques et biochimiques du Trèfle (*Trofolium alexandrium* L.) à la double association mycorhizienne rhizobium sous une contrainte saline INRA Cop Science Agronomie. 23 : 571-580.
- BEN-MILED D., BOUSSAID M., ABDELGUERFI A. (1986).** Tolérance au sel d'espèces annuelles du genre *Medicago* au cours de la germination In : Colloque sur les végétaux en milieu aride 8-10 septembre 1986. Djerba, Tunisie.
- BENSARI M. (1989).** Photosynthèse et répartition du carbone assimilé entre le saccharose et l'amidon chez le Soja ; influence du stress hydrique. Thèse de Doctorat en Biologie et Physiologie Végétale. Université Mentouri. Constantine. pp86.
- BERKA S., AID F. (2009).** Réponses physiologiques des plantes d'*Argania spinosa* (L.) Skels soumis à un déficit hydrique édaphique. *Sécheresse*. 20(3): 296-302.
- BHANDAL IS., MALIK CP. (1988).** Potassium estimation uptake and its role in physiology and metabolism of flowering plants. *Int. Rev. Cyt*. 110: 205-254.
- BIALECKA B., KEPCZYŃSKI J. (2009).** Effect of Ethephon and Gibberellin GA₃ on *Amaranthus caudatus* seed germination and α and β Amylase activity under salinity stress. *Acta Biologica Caracoviensia Series Botanica*. 51: 19-125.
- BLUMWALD E. (2000).** Sodium transport and salt tolerance in plants. *Curr. Opin. Cell Biol*. 12: 431-434.
- BOIS G. (2005).** Ecophysiologie de semis de conifères ectomycorhizés en milieu salin et sodique. Thèse de doctorat. Université de Laval. Quebec. pp187.

BOR M., OZDEMIR F., TURKAN I. (2003). The effect of salt stress on lipid peroxidation and antioxidants in leaves of sugar beet *Beta vulgaris* L. and wild beet *Beta maritima* L. *Plant Sci.* 164 : 77–84.

BOULGHALAGH J., BERICH A., EL HALOUANI H., BOUKROU T. (2006). Effets du stress salin et hydrique sur la germination des graines de Jojoba. Proceeding du Premier Congrès National Amélioration de la Production Agricole. Settat, les 16 et 17 Mars 2006.

BOUSSAID KM., BENFADHEL N., MARRAKCHI M. (1992). Analyse de la variabilité morphologique d'*Hedysarum flexuosum* L. complexe d'espèce, flux de gènes et Ressources des plantes. 583-584. Colloque International en Hommage à J. Pernès. (France).

BOUTELIER E., HUBAC C. (1986). Effet du chlorure de sodium sur l'acquisition de la résistance à la sécheresse du cotonnier. In ACTES: Colloque sur les végétaux en milieu aride, Tunisie. pp28.

BRADFORD K. (1976). A rapid and sensitive method for the quantification of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye binding. *Analytical Biochemistry.* 72 : 248-254.

BRINIS A., BELKHODJA M. (2018). Physiological and Biochemical behavior of *Atriplex canescens* (Pursh) Nutt. (Caryophyllales Chenopodiaceae) under salinity stress. *Biodiversity Journal.* 9(1): 3-8.

BROSCHÉ M., OVERMYER K., WRZACZEK M., KANGASJÄRVI J., KANGASJÄRVI S. (2010). Stress signaling III: Reactive oxygens Species (ROS). Chap. 5. In A. Pareek, S.K. Sopory, H.J. Bohnert & Govindjee, eds. *Abiotic Stress Adaptation in Plants: Physiological, Molecular and Genomic Foundation.* DOI : 978-90-481-3111-2

CASTROLUNA A., RUIZ O. M., QUIROGA A. M. Y., PEDRANZANI H. E. (2014). Effect of salinity and drought stress on germination, biomass and growth in three varieties of *Medicago sativa* L. *Advances En Investigation Agropecuaria.* 18 : 39-50.

CATALAN L., BALZARINI M., TALEISNIK E., SERENO R., KARLIN U. (1994). Effect of salinity on germination and seedling growth of *Prosopis flexuosa* (D.C.) For. *Ecol. Manage.* 63 : 347-357.

CERNING - BERORAD M. (1975). A note on sugar determination by the anthrone method. *Cereal Chemistry* 52: 857-860.

CHARTZOULAKIS K., KLAPAKI G. (2000). Responses of two greenhouse pepper hybrids to NaCl salinity during different growth stage. *Scientia Horticulturae.* 86: 247-260.

CHAVES MM., FLEXAS J., PINHEIRO C. (2009). Photosynthesis under drought and salt stress: Regulation mechanisms from whole plant to cell. *Annals of Botany.* 103: 551-560.

CHEESMAN JM. (2008). Mechanism of salinity tolerance in plants. *Plant Physiol.* 87: 547-550.

CHEN B. JENSEN GG., BOHNERT HJ. (1997). Increased resistance to oxidative stress in transgenic plants by targeting mannitol biosynthesis to chloroplast. *Plant. Physiol.* 113: 1177-1183.

CHENG YM., KIM X., DENG S., KWAK W., CHEN THH (2013). Enhanced salt stress tolerance in transgenic potato plants expressing IbMYB1, a sweet potato transcription factor. *J. Microbiol. Biotechnol.* 23 : 1737–1746

CHEONG M., YUN DJ. (2007). Salt stress signaling. *J. Plant Biol.* 50: 148-155.

CHOOKHANPAENG S., PATTANAGUL W., THEERAKUL PISUL P. (2008). Effect of salinity on growth, activity of antioxidant enzymes and Sucrose content in Tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill.) at the reproductive stage. *Science Asia.* 34: 69-75.

CHORFI A. (2009). Contribution à l'étude de la résistance à la salinité chez une variété de blé dur Algérien (*Triticum durum* desf) var Md ben Bachir. *Sciences & Technologie.* 29: 41-44.

CLARKE JM., Mc. CRAIG TM. (1982). Evaluation of techniques for screening for drought resistance in Wheat. *Crop. Sci.* 22: 503-506.

COLMER TD., EPSTEIN E., DVORAK J. (1995). Differential solute regulation in leaf blades of various ages in salt sensitive wheat and a salt-tolerant wheat \times *Lophopyrum elongatum* (Host) A. Love amphiploid. *Plant Physiol.* 108 : 1715-1724.

CÔME DG. (1970). Les obstacles à la germination. Ed. Masson, Paris. pp 162
Communication à WATMED 3, 3^{ième} conférence internationale sur les Ressources en Eau dans le Bassin Méditerranéen, Tripoli (Liban), 1-3 Novembre 2006.

CONKLIN PL., BARTH C. (2004). Ascorbic Acid, a Familiar Small Molecule Intertwined in the Response of Plants to Ozone, Pathogens, and the Onset of Senescence. *Plant, Cell & Environment.* 27 : 959-970.

CUCCHIARA R. (1989). Sulla in the nutrition of meat rabbits. *Rivista di Coniglicoltura.* 26 : 39-42.

CUI DZ., WU DD., LIU J. (2015). Proteomic analysis of seedling roots of two maize inbred lines that differ significantly in the salt stress response. *PLoS One.* 10(2) : 1-7.

DALLALI H., MAALEDJ EM., BOUGHANMI NG., HAOUALA R. (2012). Salicylic acid priming in *Hedysarum carnosum* and *Hedysarum coronarium* reinforces NaCl tolerance at germination and the seedling growth stage. *Australian journal of crop Science,* 6: 407-414.

DE KONING C., LLOYD D., HUGHES S., MCLACHLAN D., CROCKER G., BOSCHMA S., CRAIG A. (2003). *Hedysarum*, a new temperate forage legume with great potential-Field Evaluation. Proceedings of the 11th Australian Agronomy Conference, 2-6 Feb. 2003, Geelong Victoria.

DE OLIVIERA FA., DE COMPOS TGS., OLIVIERA MJ. (1998). Effect of substrate on germination, vigor and growth of herbaceous cotton. *Engenharia Agricola.* 18 : 1-10.

- DEBOURA MK., BAIER N., TALBI S., GOUIA H., FERCHICHI A. (2012).** Seeds germination and Shoot growth responses of a threatened poaceae (*Cenchrus ciliaris* L.) to increasing salt stress. *Rev. Écol. (Terre Vie)*. 67 : 19-27
- DEJARDIN A., SOLOLOV LN., KLECZKOWSKI LA. (1999).** Sugar/osmoticum levels modulate differential abscisic acid-independent expression of two stress-responsive sucrose synthase genes in *Arabidopsis*. *Biochem. J.* 9 : 344-503.
- DEMIR-KAYAA MG., OKCU M., ATAK C., YAKUP-KOLSICI O. (2006).** Seed treatments to overcome salt and drought stress during germination in sunflower *Helianthus annuus* L. *Europ. J. Agronomy*. 24: 291-295.
- DJABNOUNE M. (2008).** Adaptation des plantes au stress salin : caractérisation des transporteurs de Sodium et de potassium de la famille HKT chez le Riz. Doct. (CNRS) INRA. Agro. Univ. Montpellier. II. pp298.
- DOLD GL., DONOVAU A. (1999).** Water potential and ionic effect on germination and seedlings growth of two cold desert shrubs *American Journal of Botany*. 86 : 1116-1153.
- DOWNTON WJS., GRANT WJR., ROBINSON SP. (1990).** Photosynthetic and stomatal response of spinach leaves to salt stress. *Plant Physiol.*77: 85-88.
- EL BOUTAHIRI N., THAMI-ALAMI I., ZAID E., UDUPA SM. (2010).** Physiological and genetic diversity in *Rhizobium sultae* from Morocco. In: C. Huyghe (ed.) Sustainable use of Genetic Diversity in Forage and Turf Breeding. Part, *Bull.Tra.Technologie*. 189(2) : 85-88.
- EL MIDAOUI M., BENBELLA M., AÏT HOUSSA A., IBRIZ M., TALOUIZTE A. (2007).** Contribution à l'étude de quelques mécanismes d'adaptation à la salinité chez le tournesol cultivé (*Helianthus annuus* L.). *Revue HTE* . 136: 29-34.
- FAO, IPTRID (2006).** Conférence électronique sur la salinisation : extension de la salinisation et stratégie de prévention et réhabilitation [http:// WWW. Cseau. org](http://WWW.Cseau.org).
- FLOWERS TJ., FLOWERS SA. (2005).** Why does salinity pose such a difficult problem for plant breeders? *Agric. Water Manag.* 78 : 15-24.
- FLOWERS TY., YEO AR. (1986).** Ions relations of plants under drought and salinity. *Australian Journal of Plant Physiology*. 13 : 75-91.
- GARCIA A., RIZZO CA., UDDIN J., BARTOS SL., SENAHIRA D., FLOWERS TJ. (1997).** Sodium and transport to the xylem are inherited independently in rice and the mechanism of sodium-potassium selectivity differs between rice and wheat. *Plant.Cell.Envirion*. 20 : 1167-1174.
- GHARZOULI R. (2006).** Influence d'agents mutagènes, les rayons Ultra-violet, sur la nodulation et les caractères phénotypiques de quelques espèces de *Rhizobium sp.* Thèse Magister, Université Mentouri de Constantine. pp 150

- GONDIM FA., GOMES-FILHO E., LACERDA CF., TARQUINIO-PRISCO J., AZEVEDO-NETO AD., MARQUES, EC. (2010).** Pregermination with H₂O₂ in maize seeds: effects on germination and seedlings acclimatation to salt stress. *Braz. J. Pant. of Physiol.* 22: 1036-1042.
- GUNES Y., INAL A, ALPASLAN M., ERASLAN F., BAGCI EG., CICEK GN. (2007).** Salicylic acid induced changes on some physiological parameters symptomatic for oxidative stress and mineral nutrition in maize (*Zea mays* L.) grown under salinity. *Journal of Plant Physiology.*164: 728-736.
- HABIB N., ASHRAF M., ALI Q. (2012).** Response of salt stressed okra (*Abelmoschus esculentus* Moench) plants to foliar-applied glycine betaine and glycine betaine containing sugarbeet extract. *South African Journal Botany.* 83: 151-158.
- HAFEEZ A., ARSHAD - ULLAH M., RASHEED M., ALI MAHMOUD I., ASHTIAQ S.H., SANA A., SHAABAN M., MAHMOUD T. (2017).** Effect of soil salinity on germination and growth of Sunflower (*Helianthus annuus* L.). *J. Innov. Biov. Res.* 1(1) : 46-51.
- HAMZA M. (1982).** Adaptations physiologiques à la salinité des plantes cultivées. *Bull. Soc. Ecophysiol.* 7(2) : 169-184.
- HANANA M., HAMROUNI L., CAGNAC O., BLUMWALD E. (2014).** Mécanismes et stratégie cellulaires de tolérance à la salinité chez les plantes. *Environ. Rev.* 19: 121-140.
- HAOUALA F., FERJANI H., EL HADJ S. (2007).** Effet de la salinité sur la répartition des cations (Na⁺, K⁺, Ca⁺) et du Chlore (Cl⁻) dans les parties aériennes et les racines de Ray gras anglais et du Chiendent. *Biotechnol. Agron. Soc. Environ.* (11) (3) 235-244.
- HARDEGREE SP., EMMERICH WE. (1994).** Seed germination response to Polyethylene glycol (PEG) solution deph. *Seed Science and Technology.* 22 : 1-7
- HARE P.D., CRESS W.A. (1997).** Metabolic implications of stressinduced proline accumulation in plants. *Plant Growth Regul.* 21(2):79–102. doi:10.1023/A:1005703923347.
- HASANUZZAMAN M., NAHAR K., FUJITA M. (2013).** Plant response to salt stress and role of exogenous protectants to mitigate salt-induced damages. in *Ecophysiology and Responses of Plants under Salt Stress*, P. Ahmad, M. M. Azooz,, MNV. Prasad, Eds. pp87. Springer. NewYork. USA.
- HERMANN K., MEINHARD J., DOBREV P., LINKIES A., PESEK B., HES B., MACHACKOVA I., FISCHER U., LEUBNER-METZGER G. (2007).** 1-Aminocyclopropane-1-carboxylic acid abscisic acid during the germination of sugar beet (*Beta vulgaris* L.). A comparative study of fruits and seeds. *J. Exp. Bot.* 58: 3047-3060.
- HERNÁNDEZ JA., OLMOS E., CORPAS FJ., SEVILLA F., DELRÍO LA. (1995).** Salt-induced oxidative stress in chloroplast of pea plants. *Plant Sci.* 105:151-167.

HERNANDEZ S., DELEN C., LARHER F. (2000). Accumulation de la proline dans les tissus foliaires de tomate en réponse à la salinité. *Comptes Rendus Académie des Sciences. Paris, Sciences de la Vie.* 323 : 551-557.

HOPKINS W. G. (2003). Physiologie Végétale De Boeck, Bruxelles. pp514.

HOUMANI M. (1999). Situation alimentaire du bétail en Algérie. Institut National de Recherche Agronomique, INRA 4 : 35-45.

HSIAO TC., XU LK. (2000). Sensitivity of growth of roots versus leaves to water stress : biophysical analysis and relation to water transport. *J. Exp. Bot.* 51: 595-616.

HUMMEL F., PANTIN R., SULPICE M., PIQUES G., ROLLAND M., DAUZAT A., CHRISTOPHE M., PERVENT M., BOUTEILLÉ MS. (2010). *Arabidopsis* plants acclimate to water deficit at low cost through changes of carbon usage: an integrated perspective using growth, metabolite, enzyme, and gene expression analysis. *Plant Physiol.* 15 : 357-372.

IBRAHIM AMH., QUICK JS. (2001). Genetic control of high temperature tolerance in wheat as measured by membrane thermal stability. *Crop. Sci.* 41: 1405-1407.

IQBAL N., UMAR S., KHAN NA., KHAN MTR. (2014). A New perspectives of phytohormones on salinity tolerance : regulation of proline metabolism. *Environ. Exp. Bot.* 100 : 34-42.

ISSOLAH R. (2008). Les fourrages en Algérie : Situation et perspectives de développement et d'amélioration. *Recherche Agronomique.* 22 : 34-47.

ISSOLAH R., BELOUED A. (2005). The fodder legumes in Algeria, distribution, endemism and utilization, proceeding of conservation and sustainable use of dry land agro diversity. ICARDA. Alepp. Syria. 18-21.

ISSOLAH R., KHALFALLAH N. (2007). Analysis of the morpho-physiological variation within some Algerian populations of Sulla (*Hedysarum coronarium* L., Fabaceae). *J.Biol. Sci.* 7: 1082-1091.

ISSOLAH R., TAHAR A., DERBAL N., ZIDOUN F., AIT MEZIANE MZ., OUSSADI A., DEHILES I., BRADAL R., AILANE M., TERKI N., AZIEZ F., ZOUAHRA A., DJALLAL L. (2012). Caractérisation écologique de l'habitat naturel du Sulla (Fabaceae) dans le Nord de l'Algérie. *Rev. Ecol. (terre et vie).* 67 : 295-304.

JAKAB G., TON J., FLORS V., ZIMERLI L., METRAUX JP., MAUCH-MANI B. (2005). Enhancing *Arabidopsis* salt and drought stress tolerance by chemical priming for its Abscisic Acid responses. *Plant Physiol.* 139 : 267-274.

JAMES R.A., MUNNS R., VON CAEMMERER S. (2006). Photosynthetic capacity is related to the cellular and subcellular partitioning of Na⁺, K⁺ and Cl⁻ in salt affected barley and durum wheat. *Plant Cell and Environment.* 29 : 2185-2197.

JAMIL M., LEE SC., RHA ES. (2006). Effect of salt stress on germination and early seedlings growth of four vegetables species. *Journal Central European Agriculture*. 7(2) : 273-282.

JAOUADI W., HAMROUNI L., SOUAYEH N., LARBI-KHOUDJA M. (2010). Etude de la germination des graines d'*Accacia toritils* sous différentes contraintes abiotiques. *Biotechnol. Agron. Soc. Environ.*, 14: 643-652.

JYOTHI-PRAKASH PA. (2015). Molecular and physiological thesis of salt tolerance in the salt secretor mangrove *Avicennia officinalis*. Thesis PhD Faculty of Scien, Natio. Of Singapore. pp128

KABAR K., BALTEPE Ş. (1990). Effect of Kinetin and Gibberellic acid in overcoming high temperature and salinity (NaCl) stress on the germination of Barley and Lettuce seeds. *Phyton (Horn, Austria)*, 30 : 65-74.

KADI SA., GUERMAH H., BANNELIER C., BERCHICHE M., GIDENNE T. (2011). Nutritive value of sun-dried Sulla Hay (*Hedysarum flexuosum*) and its effects on performance and carcass characteristics of growing Rabbits. *World Rabbit Science*. 19 : 151-159.

KADI SA., (2012). Alimentation du lapin de chair: valorisation de sources de fibre disponible en Algérie. Thèse de doctorat. UMMTO. P.143.

KADRI K., MAALAM S., CHEIKH HM., BENABDALLAH A., RAHMOUNE C., BEN NACEUR M. (2009). Effet du stress salin sur la germination, la croissance et la production en grains de quelques accessions Tunisiennes d'Orge (*Hordeum vulgare L.*). *Sciences & Technologie*. 29 : 72-79.

KARUPPANAPANDIAN T., MOON JC., KIM C., MANOHARAN K., KIM W. (2011). Reactive oxygen species in plants : their generation, signal transduction, and scavenging mechanisms. *Austr. J. Crop Sci*. 5 : 709-725.

KHAN MA., ZAHEER AM., HAMEDD A. (2006). Effect of sea salt on the deseed germination of halophytes. *Journal of Arid Environment*. 67: 535-540.

KHEMIRI H., BELGUITH H., JRIDI T., BEN EI ARBI M., BEN HAMIDA J. (2004). Caractérisation biochimique d'une amylase active au cours du processus germinatif des graines de colza (*Brassica napus L.*). *Enzymologie et métabolisme*. 146-149. Congrès International de Biochimie. Marrakech 3-6 mai 2004.

KIM TH., BÖHMER M., Hu H., NISHIMURA N., SCHROEDER JI. (2010). Guard cell signal transduction network : advances in understanding abscisic acid, CO₂, and Ca²⁺ Signaling. *Annu. Rev. Plant Biol*. 61 : 561-591.

KLEINES M., ELSTER RC., RODRIGO MJ., BLERVACQ AS., SALAMINI F., BARTELS D. (1999). Isolation and expression analysis of two stress-responsive sucrose-synthase genes from the resurrection plant *Craterostigma plantagineum* (Hochst.). *Planta*. 209 : 13-24.

KOCSY G., LAURIE R., SZALAI G., SZILAGYI V., SIMON-SARKADI L., GALIBA G., DE RONDE, J.A. 2005. Genetic manipulation of proline levels affects antioxidants in

soybean subjected to simultaneous drought and heat stresses. *Physiol. Plant.* 124(2) : 227–235.
doi:10.1111/j.1399-3054.2005.00504.x

KSHETRIMAYUM E., PRASAD-SAHO D., MITRA J., KUMAR-PANDA S. (2017). Regulation of seed germination and the role of aquaporine under abiotic stress. *International journal of environmental Agriculture and biotechnology.* 2: 607-615.

LACERDA CF., CAMBRAIA J., OLIVA MA., RUIZ HA., PRISCO JT. (2003). Solute accumulation and distribution during shoot and leaf development in two Sorghum genotypes under salt stress. *Environment and Experimental Botany.* 49: 107-120.

LACHAB L., LOUAHLIA S., LAAMARITI M., HAMMANI K. (2013). Effect of salt stress on germination and enzyme activity in vitro genotypes of *Medicago sativa*. *Inter. J. Innov. App. Stud.* 3 : 511-516.

LAMZERI T. (2007). Réponses écophysiologicals de trois espèces forestières du genre Acacia, Eucalyptus et Schinus (*A. cyanophylla*, *E. Gomphocephala*, et *S. Molle*) soumises à un stress salin. Mémoire de magister en Ecologie et Environnement. Option: Ecologie Végétale. Université Mentouri Constantine. pp140.

LAPEYRONIE A. (1982). Les productions fourragères méditerranéennes : généralités, caractères botaniques et biologiques. (Maisonneuve g.p et la rose, eds. Paris France. pp425).

LEPENGUE AN, MOUARAGADJA I, IBRAHIM B, AKE S, M'BATCHI B. (2012). Réponse du maïs AKS., OLIVEIRA NETO CF., COSTA RCL. SANTO FILHO BG., C (*Zea mays* Var. LG60) au stress salin : Etude de la synthèse de quelques composés biochimiques. *Journal of Animal & Plant Sciences.* 14: 1866-1872.

LEQUANG H. (2000). Approche moléculaire de la tolérance à la sécheresse et à la salinité du Riz transgénique. Université de Rennes I. Mémoire DEA: Génétique, Adaptations et Productions Végétales. Université Rennes I. PP41.

LEVENT TA., KAYAZ C., DIKILITAS M., HIGGS D. (2008). The combined effect of gibberelic acid and salinity on some antioxidant enzymes activities, plants growth parameters and nutritional status in mays plants. *Environment Experimental Botany.* 62 : 1-9.

LEVIGNON A., LOPEZ F., VANSUYT G., BERTOMIEN P., FOURCROY P., CASSE-BELBART F. (1995). Les plantes face au stress salin, *Cah. Agri.* 4 : 263-273.

LOBATO-RUZ FJR., LAUGHINGBOUSE HD. (2008). Biochemical and physiological behavior of *Vigna unguiculata* L. Walip. Under water stress during the vegetative phase. *Asian Journal of plant sciences.* 7: 44-49.

LOGAN BA. (2005). Reactive oxygen species and photosynthesis. In. Antioxidants and reactive oxygen species in plants. N. Smirnov. Blackwell, Oxford. 250-267.

LOVATO M., MARTINS P., LEMOS FILHO J. (1994). Germination in *Stylosanthes humilis* populations in the presence of NaCl. *Australian Journal Botany.* 42: 717-724.

MAGNE C., LARHER F. (1992). High sugar content of extracts interferes with colorimetric determination of amino acids free proline. *Annal. Biochem.* 200 : 115-118.

MAHI Z., DEDALDECHAMP F., MOUROUSSE L., LEMOINE R., BELKHOUDJA M. (2015). Etude de la peroxydation lipidique (MDA) et l'activité antioxydative (POD) chez deux halophytes : *Atriplex halimus* L. et *Atriplex canescens* (Pursh) Nutt sous l'effet du sel. *International journal of applied studies.* 10 : 450-458.

MANZER HS., SAUD AA., MUTAHHAR-YAL K., HAYSSAM M. A. (2018). Response of salicylic acid on seed germination and physio- biochemical changes of Wheat under salt stress. *Acta Scientific Agriculture.* 2(5) : 36-42.

MC READY R. M., GUGGOZ JJ., SIVICERA V., OWENS HS. (1950). Determination of starch and Amylase in vegetables. *Annals. Chem.* 22 : 115-160.

MEDDOUR R. (2010). Bioclimatologie, phytogéographie et phytosociologie en Algérie, exemple des groupements forestiers et préforestiers de la Kabylie Djurdjurenne. Thèse de Doctorat d'État en Sciences agronomiques. Univ. Mouloud Mammeri. Tizi Ouzou. pp397.

MELONI DA., OLIVA MA., RUIZH A., MARTINEZ CA. (2001). Contribution of proline and inorganic solutes to osmotic adjustment in cotton under salt stress. *J. Plant. Nutr.* 24 : 599-612.

MEYER S., REEB C., BOSDEVEIX R. (2008). Botanique Biologie et Physiologie vegetales. Ed. Maloine, Paris. pp461.

MGUIS K., ALBOUCHI A., BEN BRAHIM N. (2014). Germination response of *Corchorus olitoris* L. to salinity and temperature. *African Journal of Agricultural Research,* 9 : 65-73.

MICHEL BE., KOFMAN RM. (1973). The osmotic 6000. *Plant Physiol.* 51 : 914-916.

MIURA K., YASUOMI T. (2014). Regulation of water, salinity and cold stress responses by salicylic acid. *Frontiers Plant Science.* Doi: 10. 3389 / fpls. 00004.

MOHAMMED M., SBIHI R., AJOUNI M., NIMRI L. (1998). Tomato root and shoot responses to salt stress under different levels of phosphorus nutrition. *J.Plant.Nutr.* 21 : 1667-1680.

MOLLE G., DECANDIA M., FOIS N., LIGIOS S., CABIDDU A., SITIZIA M. (2003). The performance of Mediterranean dairy sheep given access to sulla (*Hedysarum coronarium* L.) and annual ryegrass (*Lolium rigidum* Gaudin) pastures in different time proportions. *Small Ruminant Res.* 49: 319-328.

MULLER SH, PEREIRA PAA. (1995). Nitrogen fixation of common bean (*Phaseolus vulgaris* L.) affected by mineral nitrogen supply at different growth stages. *Plant and Soil.* 177: 55-61.

MUNNS R. (2002). Comparative physiology of salt and water stress. *Plant Cell Environment.* 25 : 239-250.

- MUNNS R. (2005).** Genes and salt tolerance branding them together. *New Phytologist*, 167 : 645-663.
- MUNNS R., TERMATT A. (1986).** Whole plant response to salinity. *Aust. J. Plant Physiol.* 13 : 143-140.
- MUNNS P., TESTER M. (2008).** Mechanisms of salinity tolerance. *Ann. Rev. Plant. Physiol.* 59 : 651-681.
- MURILLO A., AGUILAR LBR., LLARRINAGA - MAYORAL J., HERNANDEZ AF. (2002).** Comparative effect of NaCl and polyethylene glycol on germination , emergence and seedling growth of Cowpea. *J. Agronomy & Crop. Science.* 188: 235-247.
- MURTHY SM., TEJAVATHI DH. (2016).** Effect of osmopriming on seed germination and seedling vigour in *macrotyloma uniflorum* (LAM) VERDC. *International Journal of Plant, Animal and Environmental Science.* 6 : 71-76.
- MUSTARD J., RENAULT S. (2004).** Effects of NaCl on water relations and cell wall elasticity and composition of red-osier dogwood (*Cornus stolonifera*) seedlings. *Physiologia Plantarum.* 121 (2) : 265-271.
- NASRI S., BENMEHIAOUL B. (2015).** Effet de la contrainte saline sur la germination et la croissance de quelques provenances Algériennes d'arganier (*Argania spinosa* L.). *Algerian journal of arid environment*, 5 : 98-112.
- NEDJIMI B., DAOUD Y. (2009).** Effects of calcium chloride on growth, membrane permeability and root hydraulic conductivity in two *Atriplex* species grown at high (sodium chloride) salinity. *J. Plant Nutr.* 32 : 1818-1830.
- NEFFATI M. (1994).** Caractérisation morphologique de certaines espèces végétales nord africaines. Implication pour l'amélioration pastorale. Thèse PhD. University, Belgium. pp462.
- NIAR S. (2014).** Identification des plantes mellifères et analyses phisicochimiques des miels Algériens. Doctorat en Biologie. Université d'Oran. pp235.
- NIEZEN JH., CHARLESTON WAG., ROBERTSON HA., SHELTON D., WAGHORN GC., GEERN R. (2002).** The effect of feeding sulla (*Hedysarum coronarium*) or luzerne (*Medicago sativa*) on lamb parasite burdens and development of immunity to gastrointestinal nematodes. *Veterinary Parasitology.* 105 : 229-245.
- NOIRAUD N., MAUROUSSET L., LEMOINE R. (2001).** Identification of a mannitol transporter, AgMaT1, in celery phloem . *Plant Cell.* 13 : 695-705.
- PEREZ-ALFOCEA F., LARHER F. (1995).** Sucrose and proline accumulation and sugar flux in tomato leaf discs affected by NaCl and Polyéthylène glycol 6000 iso_osmotic stress. *Plant Science.* 107 (2) : 9-15.

PENG J., LIU J., ZHANG L., LUO J., DONG H., MA Y., ZHAO X., CHEN B., SUI N., ZHOU Z., MENG Y. (2016). Effect of soil salinity on sucrose metabolism in Cotton leaves . *PLoS ONE*. 11: (5)1-9.

POLJAKOFF-MAYBER A., SOLMERS GF., WERKER F., GALLAGHER, JL. (1992). Seeds of *Kosteletzkya virginica* (Malvaceae) : their structure, germination and salt tolerance. I. Seed structure and germination. *Amer. J. Bot.* 79: 249-254.

PROSPERI JM., GUY P., BALFOURIER F. (1995). Ressources génétiques des plantes fourragères et à gazon. INRA. (Paris). 119-121.

QUEZEL P., SANTA S. (1962). Nouvelle Flore de l'Algérie et des régions désertiques méridionales, C.N.R.S. 1 : 341-359.

RAACHE I., KARBOUSSA-HALOUA R. (2004). Caractérisation morphologique et anatomique de quelque espèce halophile dans la cuvette d'Ouargla. Mémoire Ingénieur, Université d'Ouargla. pp67.

RAMIREZ-RESTREPO CA., BARRY TN. (2005). Alternative temperate forages containing secondary compounds for improving sustainable productivity in grazing ruminants. *Anim. Feed Sci. Tech.* 120 : 179-201.

REDONDO-GÓMEZ S., MATEOS-NARANJO E., DAVY AJ., FERNÁNDEZ-MUNOZ F., CASTELLANOS E., LUQUE T., FIGUEROA ME. (2007). Growth and photosynthetic response to salinity of the salt_march Shrub *Atriplex portulacoides*. *Ann. Bot.* 100 (3) : 555-563.

REHMANE S., HARRIS PJC., BOURNE WF., WILKIN J. (1996). The effects of sodium chloride on germinating and the potassium and calcium contents of *Acacia* seeds. *Seeds Science and Technology*. 25 : 45-57.

REHMANE S., HARRIS PJC., BOURNE WF., WILKIN J. (1997). The effects of sodium chloride on germinating and the potassium and calcium contents of *Acacia* seeds. *Seed Science and Technology*. 25 : 45-57.

REJILI M., VANDEL AM., NEFFATI M. (2006). Germination behavior of two populations of *Lotus creticus* under salt stress. *Revue des regions arides*. 17 : 65-78.

REOLON F., MARINI P., DE MAGALES J., DE MORAES DM., DE AMARANTE L. (2013). Salicylic acid maize seedlings subjected to salt stress. *Journal of Seed Sciences*. 35 : 457-465.

ROCHDI A., LEMSELLEK J., BOUSARHAL A., RACHIDAI A. (2005). Evaluation sous serre de la tolérance à la salinité de quelques porte-greffes d'agrumes: *Citrus aurantium* et deux hybrides de *Poncirus trifoliata* (*Poncirus*x*Citrus sinensis* et *Poncirus*x*Mandarinier sunki*). *Biotechnol Agron Soc Environ*. 9 : 65-73.

ROUACHED A., SLAMA I., ZORRIG W., DEY A., CUKIER C., RABHI M., TALBI O., LIMANI AM., ABDELLY C. (2013). Differential performance of two forage species,

Medicago truncatula and *Sulla carnososa* under water deficit stress and recovery. *Crop Pasture Science*. 64 : 254-264.

ROUSSET N., ARRUS R. (2006). L'agriculture du Maghreb au défi du changement climatique: quelques stratégies d'adaptation face à la raréfaction des ressources hydriques?

ROY-MACAULEY H., ZUILY-FODIL Y., KIDRIC M., PHAM-THIA T., VIERIA DA Silva JB. (1992). Effect of water stress on proteolytic activities of cell compartments of *Phaseolus* and *Vigna* leaves from sensitive and resistant plants. *Physiol. Plant*. 85 : 90-96.

SAGE RF., THOAS DSH., SEEMAN JR. (1988). Acclimatation of photosynthesis to elevated CO₂ in five C3 species. *Plant. Physiol*. 89 : 590-596.

SAKHABUTDINOVA AR., FATKHUTDINOVA DR., BEZRUKOVA MV., SHAKIROVA FM. (2003). Salicylic acid prevents the damaging action of stress factors on wheat plants. *Bulgarian Journal Plant Physiology*. 29 : 314-319.

SALAMA S., TRIVEDI S., BUSHEVA M., ARAFA AA., GARAB G., ERDEI L. (2014). Effects of NaCl salinity on growth, cation accumulation, chloroplast structure and function in wheat cultivars differing in salt tolerance. *J. Plant Physiol*. 144: 241-247.

SALARIZDAH M., BAGHIZADEH A., ABASI F., MOZAFERI H., SALARIZDA H. (2012). Response of *Brassica napus* L. grains to the interactive effect of salinity and salicylic acid. *Journal of Stress Physiology and Biochemistry*. 8 : 159-166.

SAVOURE JC. (1980). Les manipulations pratiques en physiologie végétale. Edition Masson, Paris, France. pp258.

SEBIHI FZ. (2008). Les Bactéries Nodulantes des Légumineuses (B.N.L) : Caractérisation des bactéries associées aux nodules de la légumineuse fourragère, *Hedysarum perranderianum*. Mémoire Magister. Université Mentouri de Constantine. pp 110.

SHAH F., ASGHARI B. (2012). Effect of salicylic acid on physiological and biochemical characterization of maize grown in saline area. *Pakistan Journal of Botany*. 44(4) : 37-47.

SHAH J. (2003). The salicylic acid loop in plant defense. *Curr. Opin Plant Biol*. 6 : 365-371.

SIDDIQUI MA., SUNDARAM S., CHANDRASEKARAN M., KIM K., SELVAKUMAR G., SA T. (2015). Halotolerant bacteria with ACC deaminase activity alleviate salt stress effect in canola seed germination. *Journal of the Korean Society for Applied Biological Chemistry*, 58(2) : 237-241.

SILVA-ORTEGA CO., OCHOA-ALFARO AE, REVES-AGUERO JA., AGUADO-SANTACRUZ GA., JIMENEZ-BREMONT JF. (2008). Salt stress increase the expression of P5cs gene and induced Proline accumulation in Cactus pear. *Plant Physiol. Biochem*. 46 : 82-92.

SLIM S., BEN JEDDI F. (2011). Protection des sols des zones montagneuses de Tunisie par le *Sulla* du nord (*Hedysarum coronarium* L). *Sécheresse*. 22 : 117-124.

SMAOUI A., CHERIF A. (1986). Effet de la salinité sur la germination des graines de cotonnier. In : Colloque sur les végétaux en milieux arides. Jerba 8-10 Septembre 1986. Faculté des Sciences de Tunis. ACCT. 578-585.

SONG J., FENG G., TIAN CH., ZHANG F. (2005). Strategies for adaptation of *Suaeda physophora* *Haloxylon ammodendron* and *Haloxylon persicum* to saline environment during seed germination stage. *Annals of botany*. 96 : 399-405.

SOSA L., LLANES A., REINOSO H., REGINATO M., LUNA V. (2005). Osmotic and specific ions effects on the germination of *Prosopis strombulifera*. *Annals of botany*. 96 : 261-267.

SPICHIGER R., VINCENT S., JEAN MONO D. (2004). Botanique, systématique des plantes à fleurs .Press. polytechnique et Université Raumentes (Lausanne). pp 464.

STAAL M., MAAATHUIS F., ELZENGUA T., OVERBEEK J., PRINS H. (1991). Na⁺/H⁺ antiport activity of the salt tolerant *Plantago maritima* and the salt-sensitive *Plantago media*. *Physiol. Plant*. 82 : 179-184.

SZABADOS L., SAVOURE A. (2010). Proline: A multi-functional amino acid. *Trends in Plant Science*. 15 : 89-97.

SZÉKELY G., ĀBRAHM E., CSÉPLO Ā., RIGO G., ZSIGMOND L., CSISZĀR J., AYAYDIN F., STRIZHOV N., JĀSIK J., SCHMELZER E., KONC C., SZABADOS L. (2008). Duplicated P5CS genes of *Arabidopsis* play distinct roles in stress regulation and developmental control of proline biosynthesis. *Plant J*. 53 : 11-28.

TAFFOUO VD., KOUAMOU JK., NGALANGUE LMT., NDONGO DIN., PRISO JR., DIBONG-SIEGFRIED D., NANDJOU-NDJEUDJI BA., AKOA A. (2009). Growth, ionic distribution and yield response of some cowpea cultivars grown under salt stress. *African Crop Science Conference Proceedings*. 9 : 151-155.

TAJI T., SEKI M., SATOU M., SAKURAI T., KOBAYASHI M., ISHIYAMA K., NARUSAKA Y., NARUSAKA M., ZHU JK., SHINOZAKI K. (2004). Comparative genomics in salt tolerance between *Arabidopsis* and *Arabidopsis*-related halophyte salt cress using *Arabidopsis* microarray. *Plant Physiology*. 135 : 1697-1709.

TAUZ M., IRCELJ H., GRILL D. (2004). The glutathione system as a stress marker in plant ecophysiology: Is a stress-response concept valid ? *J. Exp. Bot*. 55:1955-1962.

TEULAT B., MONNEVEUX P., WERY J., BORRIES C., SOUYRIS I., CHARRIER A., THIS D. (1997). Relationships between relative water content and growth parameters in barley: aQTL study. *New Phytol*. 137 : 99-107.

THIAM M., CHAMPION A., DIOUF D., SYM. O. (2013). NaCl effect on in vitro germination and growth of some Senegalese Cowpea (*Vigna unguiculata* (L.) Walp.) cultivars. *Biothenology*. Doi: 10. 5402/382 4 17.4244.

TLIG T., GORAI M., NEFFATI M. (2008). Germination responses of *Diploaxis harra* to temperature and salinity. *Flora*. 203 : 421-428.

TUNA AL., KAYA C., HIGGS D., MURILLO-AMADOR B., AYDEMIR S., GERGON AR. (2008). Silicon improves salinity tolerance in wheat plants. *Environ. Exp. Bot.* 62 : 10-16

TURKYILMAZ R. (2012). Effect of salicylic acid and giberrellic acid (GA₃) on Wheat (*Triticum aestivum*) under salinity stress. *Bengladesh J.Bot.* 41(1) : 29-34.

UDOMCHALOCLATORN T., MANEEPRASUBSUK S., BANGYEEKUN E., BOOM LONG P., CHADCHWAN S. (2009). The role of the bisfunctional enzyme, fructose-6-phosphate-2-Kinase, Fructose 2,6-bisphosphatase in carbon partitioning during salt stress and salt tolerance in *Oryza sativa* L. *Plant Sci.* 176: 334-341.

USDA (2008). Research databases. Bibliography on salt tolerance. Riverside, C A: US Dep. Agric. Agric. Res. Serv .U.S. Salinity Laboratory
<http://www.ars.usda.gov/Services/Docs.htm?doc=8908>.

VYSOTSKAYA L., HEDLEY PE., SHARIPOVA G AL. (2010). Effect of salinity on water relations of wild barley plants differing in salt tolerance. *Annals of Botany Plants.* DOI : 10.1093/aobpla/plq006.

WANG Y., NILL N. (2000). Changes in chlorophylls, Ribulose bisphosphate Carboxylase Oxygenase, glycine betaine content, photosyntheses and transpiration in *Amaranthus tricolor* leaves during salt stress. *J. Hortic. Sci. Biotechnol.* 75: 623-627.

WANG YX., ZHANG B. (2009). Effect of salt stress on enzyme activity and soluble sugar content of alfalfa. *Xinjiang Agricultural Science.* (46) (3) : 589-591.

XUE JG., WANG XG., DU XG., MAO PS., ZHANG TJ., ZHAO L., HAN JG. (2012). Influence of salinity and temperature on the germination of *Hedysarum scoparium* Fish. Et Mey. *African Journal Biotechnology.* 11 : 3244-3249.

YUREKLI F., BANU-PORGALI Z., TURKAN I. (2004). Variation in Abscisic acid Indole-3-Acetic Acid, Gibberellic Acid and Zeatin concentrations in two bean species subjected to salt stress. *Acta Botanica Cracoviensia Series NBotanica.* 46 : 201-212.

ZAATOUT M., ABDELGUERFI-BEREKIA R., ABDELGUERFI A. (1989). Contribution à l'étude des espèces spontanées du genre *Trifolium* en Algérie. Répartition en fonction de quelques facteurs du milieu. XVII Cong. Int des herbages Nice.

ZAGHDOUD C., DEBOUBA M., MAAROUFI-DGUIMI H., GOUIA H., (2011). Comportement physiologique de deux espèces de Tabac au stress salin *Nicotiana tabacum* et *Nicotiana rustica*. *Revue des Régions Arides.* 25 : 3-14.

ZHANG HX., BLUMWALD E. (2001). Transgenic salt tolerant tomato plants accumulate salt in foliage but not in fruit. *Nat. Biotechnol.* 19 : 765-768.

ZHU JK. (2007). Plant salt stress. *Trends in Plant Science.* 6(2): 66-71.

ZID E., GRIGNON C. (1991). Les tests de sélection précoces pour la résistance des plantes aux stress. Cas des stress salin et hydrique. Amélioration des plantes pour l'adaptation aux milieux arides. Ed. John Libbey. Eurotext, Paris: pp108.

<http://www.ville-ge.ch/musinfo/bd/cjb/africa/details.php?langue=fr&id=146605>: Base de données des plantes d'afrique.