

Liste des abréviations

µg	Microgramme
µM	Micro mole
ABA	Acide Abscissique
ADN	Acide désoxyribonucléique
ADP	Adénosine diphosphate
AG	Acide gibbérellique 3
AG3	Acide gibbérellique 3
AIA	Acide indole-3-acétique
AMP	Adénosine monophosphate
AS	Acide salicylique
ATP	Adénosine triphosphate
Ca ⁺⁺	Calcium
Car	Caroténoïde
Chl a	Chlorophylle a
Chl b	Chlorophylle b
Cl ⁻	Chlore
EOA	Espèces actives de l'oxygène
FAO	Food and Agriculture Organization
g	Gramme
GAs	Les gibbérellines
GPX	Glutathion peroxydases
GST	Glutathion-Stransférases
H ₂ O ₂	Peroxyde d'hydrogène
IPP	Isopentenyl diphosphate
K ⁺	Potassium
Kn	Kinétine
LH	Longueur hypocotylaïre
LR	Longueur radicaïre
MDA	Malondialdéhyde
mg	Milligramme
Mg ⁺⁺	Magnésium
mM	Milli mole
Na ⁺	Sodium
NaCl	Chlorure de sodium
NaOH	Hydroxyde de sodium
NCPAH	National Committee on Plasticulture Agriculture with the Horticulture
NO ₃ ⁻	Nitrate
PF	Poids frais
PFA	Poids frais partie aérienne
PFH	Poids frais hypocotylaïre

PFR	Poids frais partie racinaire
PFR	Poids frais radiculaire
pH	Le potentiel hydrogène
PO ₄ ⁻	Phosphate
Pro	Proline
PS	Poids sec
PSA	Poids sec partie aérienne
PSH	Poids sec hypocotylaïre
PSR	Poids sec radiculaire
PSR	Poids sec partie racinaire
ROS	Espèces réactives de l'oxygène
RWC	Relative water content
RWL	Relative water loss
SF	Surface foliaire
SOD	Superoxide dismutases
TMG	Temps moyen de germination

Liste des Figures

- Fig.1-** Rôles possibles des phytohormones dans la tolérance aux stress abiotiques et le crosstalk entre la signalisation hormonale (Wani et *al.*, 2016).
- Fig.2-** Réponse au stress abiotique chez les plantes (Onaga et Wydra, 2016).
- Fig.3-** Effets de la salinité (effets osmotiques et ioniques) et réponse des plantes (Kosova et *al.*, 2013).
- Fig.4-** Production mondiale du gombo (%) dans le monde (FAOSTAT, 2016).
- Fig.5-** Réaction entre le malondialdéhyde (MDA) et l'acide thiobarbiturique (TBA).
- Fig.6-** Effet du NaCl et de l'AG3 sur la précocité de la germination (après 24 heures) des graines du gombo.
- Fig.7-** Effet du NaCl et de l'AG3 sur le temps moyen de la germination (TMG) des graines du gombo.
- Fig.8-** Effet du NaCl et de l'AG3 sur la longueur des hypocotyles et racicules des plantules du gombo âgées de 7 jours.
- Fig.9-** Effet du NaCl et de l'AG3 sur la cinétique de la germination des graines du gombo.
- Fig.10-** Effet du NaCl et de l'AG3 sur la longueur des hypocotyles et racicules des plantules du gombo âgées de 7 jours.
- Fig.11-** Effet du NaCl et de l'AG3 sur le poids sec des hypocotyles et racicules des plantules du gombo âgées de 7 jours.
- Fig.12-** Effet du NaCl et de l'AS sur la précocité de la germination (après 24 heures) des graines du gombo.
- Fig.13-** Effet du NaCl et de l'AS sur le temps moyen de la germination (TMG) des graines du gombo.
- Fig.14-** Effet du NaCl et de l'AS sur la cinétique de germination des graines du gombo.
- Fig.15-** Effet du NaCl et de l'AS sur la longueur des hypocotyles et racicules des plantules de gombo âgées de 7 jours.
- Fig.16-** Effet du NaCl et de l'AS sur le poids frais des hypocotyles et racicules des plantules du gombo âgées de 7 jours.
- Fig.17-** Effet du NaCl et de l'AS sur le poids sec des hypocotyles et racicules des plantules du gombo âgées de 7 jours.
- Fig.18-** Effet du NaCl et de la Kn sur la précocité de la germination (après 24 heures) des graines du gombo.
- Fig.19-** Effet du NaCl et de la Kn sur le temps moyen de la germination (TMG) des graines du gombo.
- Fig.20-** Effet du NaCl et de la Kn sur la cinétique de germination des graines du gombo.

- Fig.21-** Effet du NaCl et de la Kn sur la longueur des hypocotyles et racicules des plantules de gombo âgées de 7 jours.
- Fig.22-** Effet du NaCl et de la Kn sur le poids frais des hypocotyles et racicules des plantules du gombo âgées de 7 jours.
- Fig.23-** Effet du NaCl et de la Kn sur le poids sec des hypocotyles et racicules des plantules du gombo âgées de 7 jours.
- Fig.24-** Effet combiné de la salinité (NaCl) et des phytohormones sur la précocité de la germination (après 24 heures) des graines du gombo.
- Fig.25-** Effet combiné de la salinité (NaCl) et des phytohormones sur le temps moyen de la germination (TMG) des graines du gombo.
- Fig.26-** Effet combiné de la salinité (NaCl) et des phytohormones sur la longueur des hypocotyles et racicules des plantules du gombo âgées de 7 jours.
- Fig.27-** Effet combiné de la salinité (NaCl) et des phytohormones sur le poids frais des hypocotyles et racicules des plantules du gombo âgées de 7 jours.
- Fig.28-** Effet combiné de la salinité (NaCl) et des phytohormones sur le poids sec des hypocotyles et racicules des plantules du gombo âgées de 7 jours.
- Fig.29-** Effet combiné de la salinité (NaCl) et des phytohormones sur la hauteur de la partie aérienne et racinaire des plantes de gombo âgées de 45 jours.
- Fig.30-** Effet combiné de la salinité (NaCl) et des phytohormones sur le poids frais de la partie aérienne et racinaire des plantes de gombo âgées de 45 jours.
- Fig.31-** Effet combiné de la salinité (NaCl) et des phytohormones sur le poids sec de la partie aérienne et racinaire des plantes de gombo âgées de 45 jours.
- Fig.32-** Effet combiné de la salinité (NaCl) et des phytohormones sur la teneur relative en eau. RWC (%) des plantes de gombo âgées de 45 jours.
- Fig.33-** Effet combiné de la salinité (NaCl) et des phytohormones sur le taux de déperdition en eau (RWL) ($\text{mg.cm}^{-2}.\text{mn}^{-1}$) des feuilles plantes de gombo âgées de 45 jours.
- Fig.34-** Effet combiné de la salinité (NaCl) et des phytohormones sur les teneurs en chlorophylle a et chlorophylle b ($\mu\text{g.g}^{-1}$ PF) des feuilles des plantes de gombo âgées de 45 jours.
- Fig.35-** Effet combiné de la salinité (NaCl) et des phytohormones sur les teneurs en caroténoïdes ($\mu\text{g.g}^{-1}$ PF) des feuilles des plantes de gombo âgées de 45 jours.
- Fig.36-** Effet combiné du NaCl et des phytohormones sur la teneur en proline (mg.g^{-1} PS) des feuilles et des racines des plantes de gombo âgées de 45 jours.
- Fig.37-** Effet combiné de la salinité (NaCl) et des phytohormones sur la teneur en flavonoïdes (mg.g^{-1} PS) des feuilles et des racines des plantes de gombo âgées de 45 jours.

Fig.38- Effet combiné de la salinité (NaCl) et des phytohormones sur la teneur en polyphénols (mg.g^{-1} PS) des feuilles et des racines des plantes de gombo âgées de 45 jours.

Fig.39- Effet combiné de la salinité (NaCl) et des phytohormones sur la teneur en H_2O_2 ($\mu\text{mol.g}^{-1}$ PF) des feuilles et des racines des plantes de gombo âgées de 45 jours.

Fig.40- Effet combiné de la salinité (NaCl) et des phytohormones sur la teneur en MDA (nmol.g^{-1} PF) des feuilles et des racines des plantes de gombo âgées de 45 jours.

Liste des tableaux

Tableau.1- Valeur nutritive pour 100 g de gombo consommés (Leung et *al.*, 1986).

Tableau.2- Concentrations de NaCl et de phytohormones utilisées.

Tableau.3- Combinaisons hormonales utilisées en présence ou en absence de NaCl.

Tableau.4- Concentrations hormonales choisis combinées au NaCl au stade plante

Liste des photos

Photo.1- Le gombo (*Abelmoschus esculentus* L.): a- fruit, b- graine, c-feuille, d- fleur.

Photo.2- Mise en germination des graines.

Photo.3- Graines âgées de 7 jours soumises aux différents traitements hormonaux.

Photo.4- Longueurs des plantules âgées de 7 jours sous les traitements hormonaux AG3, AS combinés au NaCl.

Photo.5- repiquage des graines germées dans les alvéoles.

Photo.6- plantules âgées de 8 jours.

Photo.7- Plantes de gombo âgées de 45 jours cultivées sous serre contrôlée.

Table des matières

Pages

INTRODUCTION

Chapitre I - SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE

I – LES PHYTOHORMONES	5
1- Définition et rôles	
2- Les phytohormones et la salinité	6
a. Les gibbérellines	
• Définition et biosynthèse	7
• Les gibbérellines et la salinité	8
b. L'acide salicylique	
• Définition et biosynthèse	9
• L'acide salicylique et la salinité	10
c. Les cytokinines	
• Définition et biosynthèse	11
• Les cytokinines et la salinité	
II – LES STRESS ABIOTIQUES	12
1- Les végétaux face aux stress abiotiques	
2- Définition des sols salés	13
3- Le stress salin	
• Stress osmotique	14
• Stress ionique	
• Stress oxydatif	
4- Effet du stress salin sur les différents stades physiologiques de la plante	15
a. Sur la germination	16
b. Sur la croissance	17
c. Sur l'état hydrique de la plante	18
5- Stress salin et les R.O.S	
• Le peroxyde d'hydrogène (H ₂ O ₂)	19
• Peroxydation des acides gras polyinsaturés	20
6- Les mécanismes d'adaptation de la plante à la salinité	
a. La compartimentation vacuolaire	21
b. Stratégie osmotique	
• Ajustement osmotique et solutés compatibles dans les plantes	22
• La proline	23
• Les sucres solubles	
• Les polyols	23
• Les bêtaïnes	
c. Les systèmes antioxydants	24
• Les caroténoïdes	
• Les flavonoïdes	

III - PRESENTATION DE L'ESPECE	25
1- Origine et répartition géographique	
2- Description botanique	
3- Principales exigences de la plante	
4- Croissance et développement	27
5- Ecologie	
6- Intérêts	28
7- Production	30

Chapitre II - MATERIEL ET METHODES

I. Matériel végétal	31
II. Dispositif expérimental	
1- Phase de germination	
a. Préparation des semences	
b. Imbibition hormonale et mise en germination	32
c. Paramètres de germination	
d. Paramètres biométriques	33
2- Phase plante en culture sous serre	34
a. Préparation des semis	
b. Application du traitement hormonal et salin	35
c. Paramètres étudiés	
➤ Paramètres biométriques	36
➤ Paramètres hydriques	36
➤ Paramètres biochimiques	37
➤ Stress oxydatif	39
➤ Analyse statistique	40

Chapitre III - RESULTATS

I. Effet hormonal sur la germination des graines et la croissance des plantules du gombo sous contrainte saline	41
1. L'acide gibbérellique 3 (AG3)	
1.1. Effet de l'AG3 sur la germination des graines du gombo sous contrainte saline	
a. Précocité de la germination	41
b. Temps moyen de la germination (TMG)	42
c. Cinétique de la germination	43
1.2. Effet de l'AG3 sur la croissance des plantules du gombo sous contrainte saline	
a. Longueur des hypocotyles et des racines	45
b. Poids frais des hypocotyles et racines	
c. Poids sec des hypocotyles et des racines	47
2. L'acide salicylique (AS)	
2.1. Effet de l'AS sur la germination des graines du gombo	49
a. Précocité de la germination	
b. Temps moyen de la germination (TMG)	
c. Cinétique de la germination	51

2.2.	Effet de l'AS sur la croissance des plantules du gombo sous contrainte saline	
a.	Longueur des hypocotyles et des racines	53
b.	Poids frais des hypocotyles et racines	
c.	Poids sec des hypocotyles et des racines	55
3.	La Kinétine (Kn)	56
3.1.	Effet de la Kn sur la germination des graines du gombo	
a.	Précocité de la germination	
b.	Temps moyen de la germination (TMG)	
c.	Cinétique de la germination	58
3.2.	Effet de la Kn sur la croissance des plantules du gombo sous contrainte saline	
a.	Longueur des hypocotyles et des racines	60
b.	Poids frais des hypocotyles et racines	
c.	Poids sec des hypocotyles et des racines	62
4.	Effet interactif hormonal AG3/AS, AG3/Kn, Kn/AS, AG3/AS/Kn sur la germination des graines sous contrainte NaCl.	64
4.1.	Effet de l'AG3, l'AS et la Kn sur la germination des graines du gombo sous contrainte saline	
a.	Précocité de la germination	
b.	Temps moyen de la germination (TMG)	65
4.2.	Effet de l'AG3, l'AS et la Kn sur la croissance des plantules du gombo sous contrainte saline	
a.	Longueur des hypocotyles et des racines	66
b.	Poids frais des hypocotyles et racines	
c.	Poids sec des hypocotyles et des racines	69
II.	Effet hormonal sur la croissance des plantes du gombo sous contrainte saline	71
1.	Effet de la salinité et des phytohormones sur les paramètres physiologiques et biométriques	
a.	Hauteur de la partie aérienne et souterraine	71
b.	Poids frais de la partie aérienne et souterraine	
c.	Poids sec des parties aériennes et souterraines	74
d.	La teneur relative en eau (RWC)	
e.	Le taux de déperdition en eau (RWL)	75
2.	Effet de la salinité et des phytohormones sur les paramètres biochimiques	77
a.	Teneur en Chlorophylle a et chlorophylle b	
b.	Teneur en caroténoïdes	78
c.	Teneur en Proline	80
d.	Teneur en flavonoïdes	
e.	Teneur en Polyphénols	83
f.	Teneur en peroxyde d'hydrogène H ₂ O ₂	
g.	Teneur en MDA	86
	Discussion et Conclusion générales	88
	Références bibliographiques	106
	Annexe	

Introduction

Introduction

La salinité croissante des sols constitue une menace majeure pour la croissance et la production agricole dans le monde (Shrivastava et Kumar, 2015 ; Machado et Serralheiro, 2017), en particulier dans les régions aride et semi-aride. Selon la FAO (2010), la croissance démographique nécessite une augmentation de la quantité et de la qualité de l'alimentation qui parfois n'est pas assurée à cause de la dégradation des sols agricoles résultant du processus de salinisation. En effet, il est estimé qu'environ 20% (soit 45 millions d'ha) des terres irriguées, produisant un tiers de la nourriture mondiale, sont affectées par le sel (Qadir *et al.*, 2014; Shrivastava et Kumar, 2015). Dans ces régions, la concentration en sel de la solution du sol peut atteindre 100 mM, ce qui inhibe la croissance de la quasi-totalité des plantes cultivées (Horie et Schroeder, 2004 ; Shkolnik-Inbar *et al.*, 2013).

L'effet dépressif de la salinité sur la croissance des plantes est lié à l'effet toxique des ions provoquant un déséquilibre nutritionnel et une limitation de la disponibilité en eau (Sakr *et al.*, 2014). Sous cet effet stressant les plantes réagissent en modifiant leur comportement morpho-physiologique, anatomique, métabolique et hormonal (Ramezani *et al.*, 2011; Ambede *et al.*, 2012; Abreu *et al.*, 2013; Qadir *et al.*, 2014 ; Benidire *et al.*, 2015). L'adaptation à ce stress s'accompagne d'ajustement métabolique qui résulte de l'accumulation de divers solutés organiques comme les sucres, les polyols, les bêtaïnes et la proline (Zivcak *et al.*, 2016) pour le maintien de l'homéostasie ionique, le piégeage des radicaux libres, de l'expression de certaines protéines et de la régulation de leurs gènes (Tuteja, 2007; Munns et Tester, 2008).

Outre ces réponses, le stress salin s'accompagne également d'un stress oxydatif (Shen *et al.*, 2013; Jayakannan *et al.*, 2015 ; AbdElgawad *et al.*, 2016). Dans les systèmes biologiques le stress oxydant correspond à un déséquilibre entre la génération d'espèces oxygène activé (ROS) et les défenses antioxydantes de l'organisme, en faveur des premières (Haleng *et al.*, 2007); ces ROS réagissent avec les molécules essentielles de l'architecture de la plante tels que les acides nucléiques, les protéines ou les lipides et engendrent des conséquences métabolique et anatomique (Pérez-López *et al.*, 2009; Gill et Tuteja, 2010). Ces systèmes de défense antioxydants peuvent être enzymatiques ou non enzymatiques (Karuppanapandian, *et al.*, 2011; Sorkheh *et al.*, 2012; Belahcene *et al.*, 2015).

L'augmentation de la salinité est associée également à une diminution de la teneur en auxines, en cytokinines, en gibbérellines et en acide salicylique des tissus végétaux et à

une augmentation de la teneur en acide abscissique (ABA), ces changements hormonaux dans les tissus végétaux sont considérés comme un processus initial contrôlant la réduction de la croissance due à la salinité (Javid et *al.*, 2011). Par conséquent, la réduction de la croissance des plantes induite par le NaCl peut s'atténuer par l'application de certains régulateurs de croissance des plantes (Iqbal et *al.*, 2012; Nimir et *al.*, 2015). Ainsi, l'attention s'est concentrée sur l'utilisation de phytohormones, comme l'acide gibbérellique (GA3), la kinétine et l'acide salicylique connus pour réguler les réponses des plantes à un environnement externe défavorable en contrôlant certains gènes induits par le stress (Nimir et *al.*, 2016).

Bien que les régulateurs de croissance des plantes aient un grand potentiel d'amélioration de la croissance, leur application doit toutefois être planifiée de manière judicieuse en termes de concentration optimale, de stade d'application, de spécificité de l'espèce et de saisons.

Parmi les hormones déjà citées, l'acide salicylique est associé comme un régulateur de croissance endogène de nature phénolique (Sakhabutdinova et *al.*, 2003). Il participe à la régulation de plusieurs processus physiologiques et métaboliques (Hayat et *al.*, 2010 ; Miura et Tada, 2014; Rajeshwari et Bhuvaneshwari, 2017) et offre également une protection contre les stress biotiques (Takatsuji et Jiang, 2014) et abiotiques (Khan et *al.*, 2015) tels que la salinité (Kaya et *al.*, 2009 ; Fahad et *al.*, 2014). L'acide salicylique joue un rôle important dans l'amélioration de la germination des graines (Anaya et *al.*, 2018), la photosynthèse (Nazar et *al.*, 2011), la conductance stomatique (Poór et *al.*, 2011), la transpiration (Mimouni et *al.*, 2016) et la défense antioxydante (Tahjib-Ul-Arif et *al.*, 2019). Les effets bénéfiques de cette phytohormone ont été prouvés sur de nombreuses espèces comme le blé (Fardus et *al.*, 2018), l'haricot (Azooz, 2009), la tomate (Javaheri et *al.*, 2012; Gharbi et *al.*, 2018) et le maïs (Gunes et *al.*, 2007; Bagheri, 2014).

De plus, les cytokinines (CK) sont considérées comme les hormones retardatrices de sénescence et leur application s'est avérée favoriser la conversion des étioplastes en chloroplastes, l'expansion foliaire et retarder la sénescence foliaire (Pospíšilová et *al.*, 2000). Aldesuquy et *al.* (2013) et El-Nasharty et *al.* (2017) ont constaté que l'application de kinétine atténuait les effets délétères de la salinité sur les plants de blé en diminuant l'accumulation de Na^+ , Ca^{++} et Cl^- et en améliorant l'absorption du K^+ sous contrainte saline. Ces phytohormones pourraient augmenter la tolérance au sel en interagissant avec d'autres phytohormones, en particulier les auxines et l'ABA (Iqbal et *al.*, 2006).

L'acide gibbérellique (AG₃) joue un rôle essentiel dans de nombreux aspects de la croissance et du développement (Gupta et Chakrabarty, 2013). En effet, cette hormone joue un rôle essentiel dans la levée de la dormance des graines, favorise la germination, la croissance des hypocotyles, la division cellulaire et augmente la surface foliaire (Kaykha et *al.*, 2014 ; Pallaoro et *al.*, 2016 ; Abido et *al.*, 2019). Il a été prouvé que le prétraitement hormonal des graines à l'AG₃ sous contrainte saline améliore la germination et la croissance de plusieurs espèces de plantes (Farahmandfar, et *al.*, 2013 ; Ali et *al.*, 2012 ; Younesi et Moradi, 2014 ; Ma et *al.*, 2018 ; Ayub et *al.*, 2018). Par ailleurs, Iqbal et Ashraf (2010) ont trouvé qu'en présence d'un stress salin, l'AG₃ peut augmenter la surface foliaire, l'absorption d'eau, et des éléments nutritifs, comme il peut stimuler la croissance du blé. Wen et *al.* (2010) ont également prouvé que l'AG₃ peut atténuer significativement les activités inhibitrices induites par le NaCl sur la croissance du riz.

Notre expérimentation a porté sur le gombo (*Abelmoschus esculentus* L.), une malvacée encore peu connue en Algérie nouvellement introduite au laboratoire de Physiologie Végétale. Cette espèce présente de nombreux intérêts notamment dans l'alimentation humaine à cause de sa valeur nutritionnelle comme les sels minéraux, les vitamines, les glucides et les acides gras insaturés tels que l'acide linoléique et l'acide oléique (Asare et *al.*, 2016). Puisque ce légume est souvent cultivé sous irrigation, en particulier là où les étés secs sont plus fréquents notamment dans les pays méditerranéens, il peut être soumis à un stress salin entraînant de très faibles rendements (Habib et *al.*, 2016). Selon Tanji et Neeltje (2002), le gombo est classé par la FAO comme modérément sensible à la salinité en fonction du rendement des gousses. Les effets de ce stress salin s'observent dans les différents stades de développement (Achour, 2016).

Dans cette optique, l'objectif de cette étude est d'évaluer l'effet interactif du stress salin et des phytohormones comme l'AG₃, l'acide salicylique, et la kinétine sur les réponses physiologiques et biochimiques du gombo à deux stades de croissance et de développement. Cette étude est une continuité d'un travail antérieur portant sur la réponse hormonale des graines du gombo (*Abelmoschus esculentus* L.) sous stress salin faisant appel à deux phytohormones antagonistes à savoir l'ABA et l'AG₃ ; la publication de ces travaux est jointe à ce manuscrit.

Dans une première étape, nous abordons l'influence de la salinité combinée à différentes concentrations hormonales sur la germination des graines ; une étape critique du cycle de développement de la plante conditionnant l'installation de la plantule et son adaptation au milieu salin. L'objectif de cette partie est d'étudier l'effet du NaCl et des

phytohormones sur la germination des graines et la croissance des plantules du gombo afin d'apprécier leurs seuils de résistance à la salinité et de retenir les concentrations et combinaisons hormonales optimales pour la suite de l'expérimentation.

Dans un deuxième volet, nous évaluons l'impact de la salinité croissante au NaCl combiné aux phytohormones AG3/AS ; AS/Kn sur le statut hydrique et métabolique des plantes cultivées. Cette dernière étape est achevée par l'étude du stress oxydatif induit par la salinité afin d'évaluer les marqueurs de ce stress et de l'activité antioxydante au stade plante.

Chapitre I

Synthèse Bibliographique

I- LES PHYTOHORMONES

1- Définition et rôles

Les phytohormones, souvent considérées comme des régulateurs de la croissance des plantes, font référence aux composés dérivés des voies de biosynthèse des plantes pouvant agir localement (sur le site de leur synthèse) ou transportés vers un autre site de la plante pour favoriser sa croissance et son développement de manière coordonnée par l'activité de plusieurs phytohormones telles que l'acide abscissique (ABA), les gibbérellines (GA), l'éthylène (ETHY), les auxines (IAA), les cytokinines (CK) et les brassinostéroïdes (BRS), qui contrôlent de nombreux processus physiologiques et biochimiques (Iqbal et *al.*, 2014) sous conditions ambiantes et stressantes (Peleg et Blumwald, 2011; Wani et *al.*, 2016). Les phytohormones agissent à très faibles concentrations, régulent divers processus cellulaires et métaboliques et modifient les réponses physiologiques des plantes exposées aux stress environnementaux (Fahad et *al.*, 2015; Wani et *al.*, 2016). Cependant, ces dernières années, de nouveaux composés tels que les polyamines, l'oxyde nitrique (NO) et la strigolactone ont également été ajoutés à cette liste (Gray, 2004).

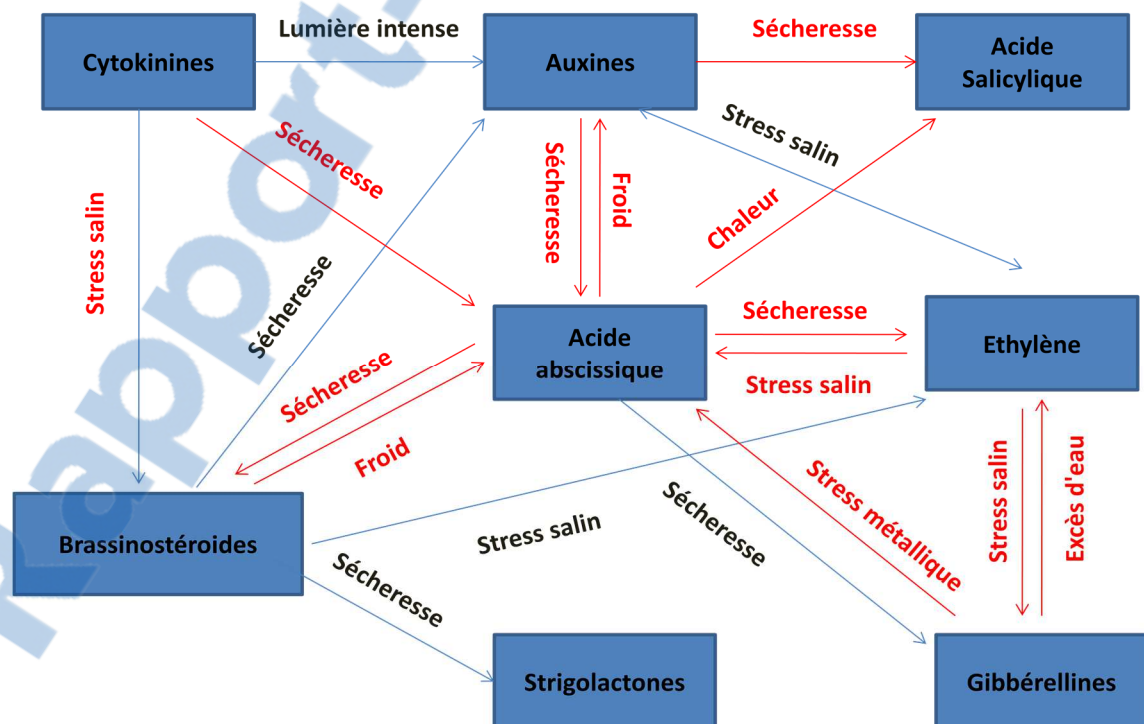


Fig.1- Rôles possibles des phytohormones dans la tolérance aux stress abiotiques et le crosstalk entre la signalisation hormonale (Wani et *al.*, 2016).

Les phytohormones jouent donc un rôle essentiel dans la réponse de la plante aux stress abiotiques ce qui permet à la plante de fuir ou de survivre à des conditions

stressantes et peut entraîner une croissance ralentie de sorte que la plante puisse concentrer ses ressources sur la résistance au stress (Skirycz et Inze', 2010). Les stress abiotiques entraînent souvent des altérations de la production, de la distribution ou des transductions de signaux de la croissance, ainsi que des hormones de stress, susceptibles de promouvoir des mécanismes de protection spécifiques (Eyidogan et *al.*, 2012). En effet, la perception d'un signal de stress déclenche la transduction du signal cascades dans des plantes avec des phytohormones servant de transducteurs de base (Harrison, 2012 ; Wani et *al.*, 2016) (Figure 1).

Les stress abiotiques entraînent à la fois une modification des niveaux de phytohormones et une diminution de la croissance des plantes (Morgan, 1990). Une stratégie pour réduire le stress dû au sel pourrait donc consister à utiliser une application exogène de régulateurs de croissance des plantes.

2- Les phytohormones et la salinité

a. Les gibbérellines

• Définition et biosynthèse

Le terme « gibbérellines » ou AG englobe un large groupe d'acides carboxyliques diterpénoïdes et tétracycliques ; il existe 136 formes différentes isolées de plantes ou de micro-organismes, nommées gibbérellines AG_n, où n est un nombre arbitraire attribué selon l'ordre de leur découverte. La grande majorité de ces molécules sont inactives et sont en réalité des précurseurs ou catabolites des formes bioactives : l'AG1, AG3, AG4 et AG7. L'AG3 est produit en quantité par le champignon *Gibberella fujikuroi* tandis que l'AG1 et l'AG4 sont les deux formes bioactives prédominantes chez les plantes (Regnault, 2014).

Les gibbérellines (GA) communément connu sous le nom d'acide gibbérellique, ont un impact sur divers aspects de la croissance et du développement de la plante (Fleet et Sun, 2005 ; Gupta et Chakrabarty, 2013). Elles contrôlent la germination des graines, l'élongation de la tige, l'expansion des feuilles et la floraison (Colebrook et *al.*, 2014). Le traitement aux gibbérellines se substitue aux jours longs et provoque la floraison de plantes durant les jours courts de l'hiver, elles induisent également la masculinisation des fleurs et stimulent la croissance du fruit (Yamaguchi et *al.*, 2008).

Le précurseur de la biosynthèse des GA est le géranylgéranyl diphosphate (GGPP) aboutissant à la formation de la GA₁₂ d'où dérivent toutes les GA ; cette voie s'étend sur trois compartiments subcellulaires distincts : les plastes, le réticulum endoplasmique et le cytosol et fait intervenir trois classes d'enzymes différentes : les

terpènes synthases, les cytochromes P450 mono-oxygénases, et les dioxygénases 2-oxoglutarate-dépendantes (Hedden et Thomas, 2012).

Les gibbérellines sont synthétisées dans les tissus jeunes de la tige et les graines en développement. Il est possible que les gibbérellines soient synthétisées sur le site de leur perception. Les gibbérellines se trouvent surtout dans les cellules proches des vaisseaux conducteurs, mais on les retrouve partout. À l'état libre, les gibbérellines sont actives, elles peuvent être stockées en se liant avec du glucose et deviennent ainsi inactives.

- **Les gibbérellines et la salinité**

Les AG_s sont un groupe important de phytohormones et jouent un rôle central dans la réponse aux stress abiotiques notamment la salinité. La réduction de la croissance de la plante sous l'effet du stress salin peut être due, du moins en partie, à une baisse de production d'AG ou à l'incapacité de la plante de répondre à cette phytohormone (Llanes et *al.*, 2016).

L'AG3 est la plus active pour atténuer l'effet inhibiteur de la salinité sur la germination, en facilitant l'absorption de nutriments, en augmentant le poids sec et la croissance des plantules dans des conditions salines (Bahrani et Pourreza, 2012 ; Tsegay et Andargie, 2018; Waleed et *al.*, 2019). Il a également été prouvé que la croissance du blé, du riz, du coton et de certaines halophytes a été considérablement améliorée en présence d'AG3 sous stress salin (Javid et *al.*, 2011; Iqbal et *al.*, 2013 ; Colebrook et *al.*, 2014); une telle amélioration peut être attribuée à une augmentation du niveau de certains AG endogènes avec une diminution simultanée du niveau de l'ABA et une amélioration de l'absorption des ions sous contrainte saline. Tuna et coworkers (2008) ont montré que l'application foliaire de l'AG3 (à 50 ppm) contrebalançait certains des effets indésirables du NaCl (100 mM) par l'accumulation de la proline, qui joue un rôle dans le maintien de la perméabilité de la membrane et augmente les niveaux de macro et de micronutriments.

Hamayun et *al.* (2010) ont prouvé le rôle de l'AG3 dans l'atténuation de la salinité du soja. Ils ont constaté que l'application de l'AG3 favorisait de manière significative la longueur et la biomasse des plantes, alors qu'elles étaient nettement ralenties par le stress salin au NaCl. Abdel-hamid et Mohamed (2014) ont montré que l'application de l'AG3 à 100 µM contrecarre la salinité à 100 et 300 mM, en améliorant la perméabilité membranaire et les teneurs des nutriments au niveau des feuilles, aussi en induisant des modifications physicochimiques responsables de l'adaptation de l'orge à la tolérance au sel.

De même, Maggio et *al.* (2010) ont testé les effets de l'application de l'AG3 à 100 mg l⁻¹ sur les plantes de tomate exposées à trois concentrations de sel (28, 55, 88 mM Na et 55, 111, 177 mM de Cl). Ils ont suggéré que le traitement à l'AG3 réduit la résistance stomatique et améliore l'utilisation de l'eau par la plante de 30% à une faible concentration de NaCl. Les mêmes auteurs ont montré que l'application de l'AG3 peut compenser le déficit en croissance induit par le sel et facilite par conséquent l'adaptation des plantes à un environnement salin.

b. L'acide salicylique

• Définition et biosynthèse

L'acide salicylique (AS) est un composé phénolique d'origine naturelle produit par les plantes, souvent considéré comme une molécule de signalisation qui déclenche des réponses de défense des plantes face au stress biotiques et abiotiques (Khan et Khan, 2013 ; Liu et *al.*, 2016). L'AS est impliqué dans la résistance acquise locale et systémique (RSA) induite par divers agents pathogènes et stress abiotiques (Gao et *al.*, 2015). Il a été prouvé que cette phytohormone génère une large gamme de réponses métaboliques et physiologiques chez les plantes affectant leur croissance et leur développement (Khodary, 2004 ; Khan et *al.*, 2012, 2013; Miura et Tada, 2014; Rajeshwari et Bhuvaneshwari, 2017) tel que la germination des graines, la glycolyse, la floraison, le rendement en fruits, la photosynthèse, la transpiration, la conductance stomatique, la sénescence, la nodulation et l'absorption et le transport ionique (Khan et *al.*, 2003; Arfan et *al.*, 2007; Manaa et *al.*, 2014).

Le rôle de l'AS dans le mécanisme de défense des plantes a été étudié de manière approfondie (Gautam et Singh, 2009 ; Ying et *al.*, 2013) suggérant qu'il pourrait indirectement agir comme protecteur du stress cellulaire en modifiant l'expression des gènes ainsi que la synthèse de composés de défense tels que la proline et l'acide jasmonique (JA) (Wani et *al.*, 2016). Outre son implication dans l'induction de gènes liés à la défense et à la résistance des plantes aux stress biotiques (Kumar, 2014), il a été démontré que l'AS améliore la tolérance des plantes aux principaux stress abiotiques tels que le stress métallique (Zhang et *al.*, 2015), le stress salin (Javid et *al.* 2011; Fahad et Bano, 2012; Bastam et *al.* 2013; Iqbal et *al.* 2014; Fahad et *al.* 2015, Khan et *al.*, 2014; Nazar et *al.*, 2015), le stress hydrique (Fayez et Bazaid, 2014) et le stress thermique (Khan et *al.*, 2013).

Dans des conditions de stress abiotiques, l'AS intervient dans la régulation de processus physiologiques importants chez les plantes tels que la photosynthèse, le métabolisme de l'azote, le métabolisme de la proline (Pro), la production de la glycine bêtaïne (GB), le système de défense anti-oxydant et les relations plante-eau (Khan et *al.*, 2010, 2012, 2013, 2014; Nazar et *al.*, 2011; Miura et Tada, 2014).

La biosynthèse de l'acide salicylique peut se produire par deux voies distinctes, à savoir: voie de l'isochorismate (IC) et voie de la phénylalanine ammonia-lyase (PAL) (Jayakannan et *al.*, 2015). Les voies IC et PAL commencent par l'acide chorismique. L'acide chorismique est le produit final dérivé de la voie de l'acide shikimique dans le plastide (Wildermuth et *al.*, 2001 ; Catinot et *al.*, 2008). L'acide chorismique est converti en IC par l'isochorismate synthase (ICS), comme indiqué chez plusieurs espèces de plantes (Dewdney et *al.*, 2000 ; Wan et *al.*, 2012) l'Isochorismate Pyruvate Lyase (IPL) est supposé catalyser la conversion de l'IC en AS, il semble que ce mécanisme n'est pas encore élucidé (Mercado-Blanco et *al.*, 2001). La voie de la phénylalanine se produit dans le cytoplasme, la désamination de la phénylalanine est réalisée par l'activité de la PAL qui génère de l'acide trans-cinnamique converti en acide orthocoumarique sous forme de produit intermédiaire ou en produisant l'acide benzoïque qui produira plus tard l'AS grâce à l'enzyme acide benzoïque-2-hydroxylase (BA2H) (Horváth et *al.*, 2007; Mustafa et *al.*, 2009).

• L'acide salicylique et la salinité

Le rôle de l'AS dans les mécanismes de tolérance au stress de la salinité a été largement démontré chez de nombreuses espèces, tels que, *Brassica juncea* (Nazar et *al.*, 2011, 2015) , *Medicago sativa* (Palma et *al.*, 2013), *Vigna radiata* (Khan et *al.*, 2014), *Phaseolus vulgaris* L. (Rady et *al.*, 2015), *Lycopersicon esculentum* (Fariduddin et *al.*, 2017), *Brassica carinata* (Husen et *al.*, 2018), *Vicia faba* (Anaya et *al.*, 2018) et *Triticum aestivum* (Mohammadi et *al.*, 2019).

L'application de l'AS atténue les effets toxiques générés par la salinité des sols (Ma et *al.*, 2017). En effet cette phytohormone joue un rôle vital dans la croissance, l'absorption et le transport des ions ainsi que la prévention des dommages oxydatifs chez les plantes en détoxifiant les radicaux superoxydes produits par la salinité (Rajeshwari et Bhuvaneshwari, 2017). L'imbibition hormonale à l'AS augmente la tolérance au NaCl en induisant l'activation de certaines enzymes, à savoir l'aldose réductase et l'ascorbate peroxydase (Tavares et *al.*, 2014).

Le prétraitement des semences de riz à l'AS augmente leur tolérance au stress salin pendant la germination (Jini et Joseph, 2017). Lee et *al.* (2010) signalent que l'AS n'est pas indispensable à la germination dans des conditions normales, mais qu'il favorise la germination des graines sous forte salinité en réduisant les dommages causés par l'oxydation. En effet, Hasanuzzaman et *al.* (2017) rapporte que chez de nombreuses espèces de plantes soumises au NaCl, l'AS joue un rôle efficace dans l'amélioration du taux de germination, de la longueur des hypocotyles et racicules, du poids frais et du poids sec des feuilles et des racines, de l'absorption d'ions et de l'amélioration de certaines activités enzymatiques antioxydantes.

Mohammadi et *al.* (2019) signalent que l'application foliaire de l'AS atténue les effets indésirables induits par la salinité sur les paramètres de croissance, la chlorophylle, la proline et la teneur relative en eau de deux variétés de blé. Le stress oxydatif induit par le NaCl chez *Hordeum vulgare* est minimisé par l'apport d'AS induisant ainsi une diminution du malondialdéhyde cellulaire (MDA, marqueur de la peroxydation lipidique) et des ROS (telles que le H₂O₂) (Fayez et Bazaid, 2014 ; Khan et *al.*, 2014).

c. Les cytokinines

• Définition et biosynthèse

Les cytokinines sont des composés de structure proche de l'adénine. Ils sont généralement liés à une chaîne latérale isopentényle. La kinétine a été la première cytokinine artificielle à être découverte. Elle a été isolée du sperme de hareng et tire son nom de son aptitude à promouvoir la division cellulaire. La forme la plus courante de cytokinine d'origine naturelle chez les plantes est la zéatine, mais de nombreuses autres cytokinines naturelles ont été isolées, notamment la dihydrozéatine, l'isopentényladénine ou la benzyladénine. Les cytokinines sont présentes dans la plupart des tissus végétaux. Elles sont principalement biosynthétisées *in situ*. La principale étape de la voie de la biosynthèse des cytokinines est le transfert du groupe isopentényle du diméthylallyl diphosphate (DMAPP) vers l'ATP, l'ADP ou l'AMP catalysés par les isopentényltransférases (IPT). Les concentrations de cytokinines sont élevées dans les régions méristématiques et dans les zones de croissance continue, telles que la zone sous-apicale des racines, les jeunes feuilles et les fruits et graines en développement (Le Bris, 2017).

Cette phytohormone joue un rôle important au cours de plusieurs processus de croissance et de développement des plantes, notamment la division cellulaire, la biogénèse

des chloroplastes, la dominance apicale, la sénescence des feuilles, la différenciation vasculaire, la mobilisation des nutriments, la différenciation des pousses, la production d'anthocyanine et le développement photo-morphogénique, l'initiation des racines latérales, et le mécanisme de défense des plantes face aux stress abiotiques (Khan et *al.*, 2004 ; Davies 2004 ; Fahad et *al.*, 2015 ; Kieber et Schaller, 2018).

• Les cytokinines et la salinité

Les CK_s atténuent les effets néfastes de la salinité sur la croissance de nombreuses espèces de plantes (Barciszewski et *al.*, 2000; Fahad et *al.*, 2014). En effet, selon Iqbal et *al.* (2006), le prétraitement des semences avec des CK augmenterait la tolérance de la plante au stress de salinité. Ces auteurs déduisent que la diminution de la concentration d'ABA dans les plantes développées à partir de graines prétraitées à la kinétine était probablement responsable de l'atténuation du stress salin chez le blé. Par ailleurs, l'application des CKs peut s'opposer à la sénescence et à l'abscission des feuilles et des fruits induites par l'ABA ou le stress hydrique (Fahad et *al.*, 2014; Durán-Medina et *al.*, 2017). Contrairement à l'ABA, les CKs induisent la levée de la dormance des graines agissant en tant qu'antagonistes de l'ABA et antagonistes / synergistes de l'AIA dans divers processus végétaux (Iqbal et *al.*, 2006).

Selon Gurmani et *al.* (2018), le traitement par la Kn améliore la tolérance au sel chez le concombre, en raison de son effet positif sur la croissance, la sélectivité ionique, l'efficacité d'utilisation de l'eau (WUE), la biomasse végétale et le rendement en production. Selon les mêmes auteurs, les effets bénéfiques du prétraitement à la Kn ont également été mis en évidence, suite à l'augmentation de l'activité photosynthétique, d'une diminution de la dégradation de la chlorophylle et d'une nette amélioration de la perméabilité membranaire, l'osmorégulation et des systèmes de défense anti-oxydants.

II- LES STRESS ABIOTIQUES

1. Les végétaux face aux stress abiotiques

Les stress abiotiques tels que la sécheresse, la salinité, la chaleur et le froid affectent considérablement la croissance des plantes et la productivité agricole et provoquent chaque année plus de 50% de pertes du rendement des cultures (Kumar, 2013 ; Verma et Deepti, 2016) via des altérations morphologiques et physiologiques. Pour survivre dans de telles conditions, les plantes ont développé des mécanismes complexes leur permettant soit d'éviter ou s'adapter aux stress (Onaga et Wydra, 2016). Ces réponses des plantes sont réglementées à tous les niveaux de l'organisation, au niveau cellulaire, les réponses incluent des ajustements du système membranaire, des modifications de l'architecture de la paroi cellulaire, des modifications du cycle et de la division cellulaires, ainsi que la synthèse de molécules endogènes et de faible poids moléculaire, telles que l'acide salicylique, l'acide jasmonique, l'éthylène et l'acide abscissique (Hrmova et Lopato, 2014; Noctor et *al.*, 2014).

La figure 2 présente une vue d'ensemble des changements susceptibles de se produire dans différentes conditions de stress abiotique.

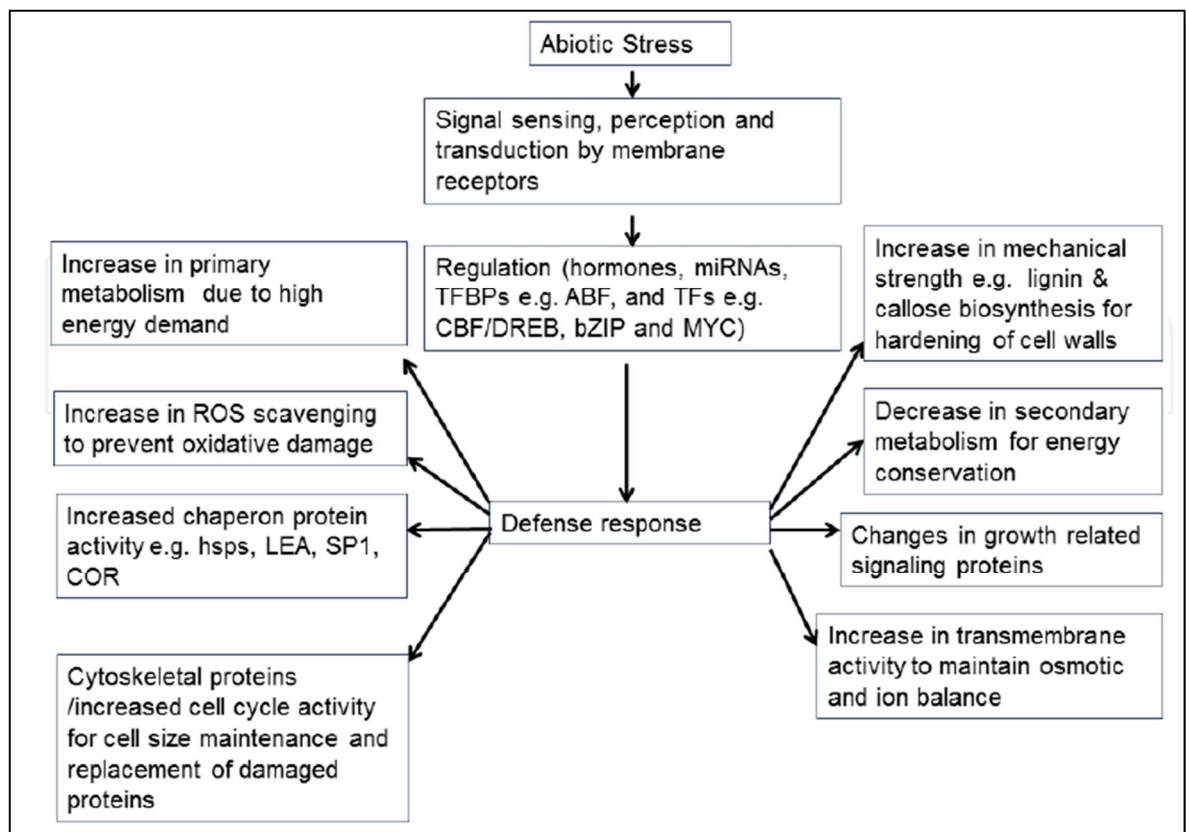


Fig. 2- Réponse au stress abiotique chez les plantes (Onaga et Wydra, 2016).

La salinité des sols fait partie des principales contraintes abiotiques en agriculture. Le problème s'est aggravé au cours des 20 dernières années en raison de l'augmentation des besoins en irrigation dans les régions aride et semi-aride. En effet, l'irrigation est souvent pratiquée avec de l'eau de qualité médiocre conduisant à une salinisation progressive des sols, ce qui provoque chaque année des pertes importantes de la production de plantes cultivées (Munns et *al.*, 2012; Shahbaz et Ashraf, 2013; Cirillo et *al.*, 2016).*

2. Définition des sols salés

Le sol est considéré comme affecté par la salinité lorsque la conductivité électrique (ECe) de la solution qui l'imbibe est équivalente à celle d'une solution contenant 40 mM de NaCl (conductivité > 4 dS m⁻¹), ce qui génère un stress osmotique d'environ 0,2 MPa (Munns et Tester, 2008). Généralement, les sols sont constitués par deux unités très différentes, les sols salins, dans lesquels les sels sont formés de sodium, de calcium ou de magnésium et sont sous la forme de sels solubles simples ou complexes. Les sols sodiques à complexe sodique dans lesquels les cations, essentiellement le sodium sont sous la forme échangeable, les sels solubles étant très peu abondants (Bouteyre et Loyer, 1992).

Al-Shiblawi (2017) rapporte que le développement de la plupart des espèces cultivées est affecté par une concentration extérieure en NaCl de 50 mM. Ces sols salés sont caractérisés par une faible activité des ions nutritifs, des rapports élevés de Na⁺/Ca⁺⁺, Na⁺/K⁺, Ca⁺⁺/Mg⁺⁺, et Cl⁻/NO₃⁻ dans la solution du sol (Flowers et Flowers, 2005). Il est déjà rapporté que les ions Na⁺ et Cl⁻ sont considérés comme les plus nocifs (Hasegawa et *al.*, 2000 ; Parida et Das, 2005).

En Algérie, d'après Szablocs (1989), 3,2 million d'hectares subissent à des degrés de sévérité variable le phénomène de la salinisation dont une bonne partie se trouve localisée dans les régions steppiques où le processus est plus marqué du fait des températures élevées durant presque toute l'année, du manque d'exutoire et de l'absence de drainage efficient.

L'étude des effets de la salinité sur la croissance et le développement des végétaux a été l'objet d'un intérêt constant depuis la fin du siècle dernier aux premières observations anatomiques et morphologiques, puis écologiques sur les halophytes (Shannon et *al.*, 1994; Gupta et Hung, 2014).

3. Le stress salin

Le stress salin est un excès d'ions en particulier, mais pas exclusivement, dû aux ions Na⁺ et Cl⁻ (Hopkins, 2003). Les effets négatifs du sel sont considérés souvent sous trois

aspects osmotique, ionique ou nutritionnel et oxydatif (Bouatrous et Yakhlef, 2014 ; Yang et Guo, 2018).

La réponse de la croissance au stress salin se produit en deux phases : une réponse rapide (la phase osmotique) en raison de l'augmentation de l'osmolarité du milieu externe, et une réponse plus lente (phase ionique) en raison de l'accumulation des cations Na^+ dans les tissus (Munns et Tester, 2008 ; Rivero *et al.*, 2014).

- **Stress osmotique**

Dans les conditions normales, la pression osmotique racinaire est supérieure à celle de la solution du sol ce qui facilite l'absorption d'eau et des sels minéraux. En cas de stress salin, ce phénomène s'inverse, ceci est perçu par la plante comme une forte diminution de la disponibilité en eau, donc par une plus grande difficulté dans l'absorption (Munns *et al.*, 2002; Verslues *et al.*, 2006 ; Acosta-Motos *et al.*, 2017). Les plantes doivent assurer un bon ajustement osmotique, afin que le potentiel hydrique cellulaire reste inférieur à celui du milieu extracellulaire et à celui du sol. Lorsque l'ajustement osmotique n'est pas suffisant, l'eau a tendance à quitter les cellules, ce qui provoque un déficit hydrique et une perte de la turgescence provoquant ainsi, un état de sécheresse physiologique (Slama, 2004).

- **Stress ionique**

Le stress ionique est postérieur au stress osmotique. Il se manifeste quelques jours à quelques semaines après le stress osmotique (Munns et Tester, 2008). Les ions Na^+ (et Cl^-) envahissent progressivement les tissus de la plante. La toxicité de Na^+ résulte de sa forte concentration dans le cytoplasme provoquant une altération de l'homéostasie ionique de la cellule, une inhibition de l'activité d'enzymes, une réduction de l'activité photosynthétique et de façon plus générale, une altération de la physiologie et du développement de la plante, une sénescence prématurée des feuilles adultes et une diminution de la surface photosynthétique disponible (Allu, 2014; Álvarez et Sánchez-Blanco, 2014). Cette limitation résulte d'une compétition entre les fortes concentrations de cations Na^+ avec K^+ et Ca^{++} et à celle des anions Cl^- avec NO_3^- et PO_4^- (Davenport *et al.*, 2007).

- **Stress oxydatif**

Outre l'impact direct de la salinité sur les plantes, une conséquence commune de la salinité est l'induction d'une accumulation excessive d'espèces réactives de l'oxygène (R.O.S) pouvant provoquer une peroxydation lipidique, une oxydation des protéines,

l'inactivation des enzymes, des dommages dans les acides nucléiques (ADN, ARN) et / ou une interaction avec d'autres éléments vitaux constituant les cellules végétales. Le stress dû au sel peut entraîner la fermeture des stomates, ce qui réduit la disponibilité de dioxyde de carbone dans les feuilles et inhibe la fixation du carbone, exposant ainsi les chloroplastes à une énergie d'excitation excessive, ce qui augmente la génération de ROS, tels que le superoxyde ($O_2 \bullet^-$), le peroxyde d'hydrogène (H_2O_2), le radical hydroxyle ($OH \bullet$) et l'oxygène singulet ($^1O_2$) (Parvaiz and Satyawati, 2008; Ahmad et al., 2010).

Dans de nombreuses études sur les plantes, il a été observé que la production de R.O.S augmentait dans des conditions salines et que la dégradation de la membrane médiée par les R.O.S était une cause majeure de la toxicité cellulaire due à la salinité de différentes plantes cultivées telles que le riz, la tomate, les agrumes et la moutarde (Kim et al., 2005, Ahmad et al. 2009, 2010b).

4. Effet du stress salin sur les différents stades physiologiques de la plante

La salinité provoque de nombreux effets négatifs sur le comportement physiologique de la plante, ce qui est dû au faible potentiel osmotique de la solution du sol (stress osmotique), aux effets des ions (stress ionique), à un déséquilibre nutritionnel ou une combinaison de ces trois facteurs (Kausar et al., 2014). Ces derniers ont des effets négatifs sur la germination, la croissance et le développement des plantes (Rasool et al., 2013). La grande majorité des stress salins est provoquée par des sels de sodium, particulièrement le NaCl. De ce fait, les termes halophytes et glycophytes font essentiellement référence aux stress provoqués par un excès de Na^+ (Gregory, 2005).

a. Sur la germination

La germination des graines est le premier stade physiologique affecté par la salinité. La germination est régulée par de multiples facteurs endogènes, tels que les hormones végétales, et par les conditions environnementales, comme la température, la lumière et la composition du milieu notamment sa teneur en sel (Maalam, 2011 ; Cho et al., 2012; Miransari et Smith, 2014). La présence de sel en excès dans le sol est un des facteurs critiques qui affecte défavorablement la germination de la graine, empêchant les espèces de s'adapter aux environnements salins (Sosa et al., 2005).

Selon Rejili et al. (2006) et Maalem et al. (2010), l'effet dépressif de la salinité peut être de nature « osmotique » ou « toxique ». L'effet osmotique consiste à une limitation de l'absorption de l'eau nécessaire au déclenchement des processus métaboliques. En revanche, les effets toxiques sont liés à une accumulation cellulaire de sels qui provoquent

des perturbations des enzymes impliquées dans la physiologie des graines en germination, tels que les amylases et les hydrolases empêchant ainsi la levée de dormance des embryons. Une forte absorption de Na^+ au détriment du K^+ est également signalée, conduisant à une toxicité embryonnaire et un retard dans les processus métaboliques (Adel et Bader, 2002 ; Khemiri et *al.*, 2004). Cependant, le mécanisme inhibiteur par lequel la salinité affecte la germination des graines reste inconnu (Liu et *al.*, 2018). L'acide gibbéréllique (AG_3) et l'acide abscissique (ABA) sont reconnus comme les principales phytohormones ayant un effet antagoniste sur la régulation du processus de la germination des graines (Llanes et *al.*, 2016; Shu et *al.*, 2016). Il est rapporté que la salinité inhibe la germination des graines en diminuant le ratio AG_3 / ABA chez le soja via une diminution de l' AG_3 bioactive et une augmentation des teneurs en ABA (Shu et *al.*, 2017).

L'effet de NaCl sur le comportement germinatif des graines se traduit par une augmentation du temps de latence, une diminution de la vitesse et du taux final de germination de plusieurs espèces de plantes (Mrani Alaoui et *al.*, 2013 ; El Goumi, 2014 ; Achour, 2016 ; Camara et *al.*, 2018 ; Ertekin, 2018).

b. Sur la croissance

Plusieurs recherches ont montré la réduction de croissance et la productivité des plantes en raison du stress salin, chez la tomate (Tantawy et *al.*, 2009 ; Arbaoui, 2015; Zhang et *al.*, 2017), le coton (Rauf et *al.*, 2014), la fève (Hussein et *al.*, 2017), le blé (Zia-Ur-Rehman et *al.*, 2016) et le gombo (Achour, 2016 ; Ayub et *al.*, 2018) . Cependant, des différences dans la tolérance à la salinité sont notées entre les espèces et les variétés.

Les effets de la salinité se manifestent principalement par une diminution de la croissance de l'appareil végétatif, caractérisé par une faible ramification, un faible diamètre des organes, un nombre réduit des nœuds, des réductions du nombre et de surface des feuilles et un raccourcissement des entre-nœuds par conséquent une augmentation du rapport racine/tige (Khan et *al.*, 2012). Une baisse des poids de matières fraîche et sèche est aussi démontrée notamment chez le gombo (Ifediora et *al.*, 2014 ; Achour, 2016 ; Ayub et *al.*, 2018). Selon Munns et *al.* (2006), cette inhibition de la croissance des plantes face au stress salin est due principalement à deux causes : la présence de sel dans la solution du sol réduisant la capacité de la plante à absorber l'eau, conduisant à un ralentissement de sa croissance par effet osmotique ou un déficit hydrique provoqué par le sel puis ce dernier peut se trouver en quantités excessives dans le flux de transpiration qui endommagent les cellules foliaires responsables de la transpiration réduisant ainsi davantage la croissance.

En revanche, il faut signaler que les effets de la salinité sur la croissance et la productivité végétale ne sont pas toujours négatifs. De faibles concentrations dans le milieu peuvent stimuler la croissance (Zouaoui et *al.*, 2018).

c. Sur l'état hydrique de la plante

Une forte concentration saline dans le sol est tout d'abord perçue par la plante comme une forte diminution de la disponibilité en eau. En conséquence, l'état hydrique de la feuille est perturbé par la présence des sels minéraux à fortes concentrations dans la solution nutritive, de même, les potentiels hydrique et osmotique sont cependant abaissés chez diverses espèces comme *Hordeum vulgare* L. (Horie et *al.*, 2011), *Oryza sativa* L. (Habib et *al.*, 2013), *Lycopersicum esculentum* L. (Rivero et *al.*, 2014) cela nécessite un ajustement osmotique adapté, afin que le potentiel hydrique cellulaire demeure inférieur à celui du milieu extracellulaire et à celui du sol. Ce phénomène assure d'une part, la poursuite de l'absorption de l'eau du sol et d'autre part, la rétention de l'eau intracellulaire et le maintien de la turgescence. Lorsque l'ajustement osmotique est insuffisant, l'eau a tendance à quitter les cellules, ce qui provoque un déficit hydrique et la perte de la turgescence (Bohnert et Shen, 1999 ; Hasegawa et *al.*, 2000)

En milieu salin, les plantes absorbent des quantités importantes de sodium et de chlore, mais le transport et l'accumulation de ces éléments semblent souvent dépendre du degré de tolérance de l'espèce considérée (Munns et *al.*, 2006). L'augmentation de la teneur de solutés dans les cellules des plantes traitées à la salinité provoque une sortie d'eau, un RWC faible sous l'effet de NaCl. Ceci est prouvé dans les mesures de la relation hydrique chez le blé dur, lorsque la pression de turgescence (calculée à partir de la différence entre le potentiel hydrique total et le potentiel osmotique) demeure inchangée par la salinité, mais le RWC diminue significativement (Rampino et *al.*, 2012).

Lors d'un déficit hydrique, l'activité physiologique de la feuille, et plus particulièrement la photosynthèse et la conductance stomatique sont affectées, car, la photosynthèse, avec la croissance cellulaire, sont parmi les principaux processus touchés par la salinité (Ashraf et Harris, 2013). Cependant, la réduction de la photosynthèse est liée à la diminution du potentiel hydrique foliaire qui dépend à la fois de la fermeture des stomates, avec pour conséquence une diminution de la conductance et la diffusion du CO₂ et d'une limitation du métabolisme chloroplastique (Flexas et *al.*, 2007). Le contrôle de la régulation stomatique fait intervenir la turgescence cellulaire mais également des messagers racinaires, comme l'ABA (Lim et *al.*, 2015).

L'acide abscissique est une hormone végétale importante qui joue un rôle essentiel dans la régulation des réponses au stress salin (Van Ha et *al.*, 2014) induisant l'accumulation d'ABA (Fahad et *al.*, 2014) ; plusieurs travaux indiquent que l'accumulation de cette phytohormone aide à maintenir un taux élevé d'homéostasie cytosolique K^+ et Na^+ et un meilleur état hydrique chez le maïs exposé au stress salin (Zhang et *al.*, 2016). Plusieurs travaux de recherche ont révélé que l'ABA induit l'accumulation du H_2O_2 , qui joue un rôle important dans la signalisation de l'ABA.

Des études ont montré que l'application exogène d'ABA induit l'activation de la biosynthèse et l'inactivation de ses voies de dégradation pour accumuler la proline, qui remplit une fonction protectrice en éliminant les radicaux libres des plantes soumises au stress salin (Shevyakova et *al.* 2013). Cependant, le rôle de l'ABA dans le processus d'acclimatation au sel n'est pas clair (Wang et *al.*, 2017).

Toutefois, le potentiel osmotique ne suffirait pas à lui seul à caractériser l'état hydrique des plantes soumises au sel ; la connaissance de la turgescence s'impose pour établir le bilan hydrique, pour le contrôle de la résistance stomatique et de la transpiration (Kaya et *al.*, 2001).

5. Stress salin et les R.O.S

Le stress salin cause un déficit hydrique comme conséquence à l'effet osmotique sur les activités métaboliques des plantes. Ce déficit hydrique entraîne un stress oxydatif provoquant une production importante de R.O.S (Chawla et *al.*, 2013 ; Abdelgawad et *al.*, 2016) par les organites cellulaires, chloroplastes, mitochondries et peroxysomes (Mittler, 2002) tels que les superoxydes, les radicaux hydroxyles et peroxydes. Ces ROS provoquent des dommages oxydatifs des lipides membranaires, des protéines et des acides nucléiques conduisant à la mort cellulaire (Pérez-López et *al.*, 2009; Gill et Tuteja, 2010). Les plantes ont la capacité de détoxifier les ROS en produisant différents types d'antioxydants enzymatiques et non-enzymatiques. Les antioxydants enzymatiques comprennent la catalase, la peroxydase, le glutathion réductase et la superoxyde dismutase, qui éliminent les ROS (Foyer et Noctor, 2011 ; Chawla et *al.*, 2013). Tandis que les antioxydants non enzymatiques connus sont l'ascorbate (AsA), le glutathion (GSH), les caroténoïdes et les polyphénols (Gupta et Huang, 2014 ; Talbi et *al.*, 2015).

Il est cependant important de noter que la production de ROS participe aussi aux mécanismes de signalisation du stress salin, conduisant à la mise en place des processus d'adaptation. Des résultats récents ont effectivement fait apparaître un rôle régulateur de

ROS dans des interactions ("crosstalks") hormonales, comme la voie de l'acide abscissique ou de l'éthylène (Golldack et *al.*, 2014; Quan et *al.*, 2017).

- **Le peroxyde d'hydrogène (H₂O₂)**

Le peroxyde d'hydrogène joue un rôle important au niveau cellulaire et participe dans le métabolisme de la plante par exemple la biosynthèse de la paroi cellulaire ainsi qu'il intervient dans de nombreuses voies de signalisation de stress, réponse pathogène et mort cellulaire programmée ou à effet hormonal (Noctor et *al.*, 2014 ; Khan et *al.*, 2018). Cependant, l'H₂O₂ peut également être converti en radical hydroxyle par la réaction de Fenton provoquant la peroxydation des lipides, la dégradation des protéines et l'endommagement de l'ADN. Ces radicaux interagissent avec les acides gras polyinsaturés et entraînent une peroxydation des membranes lipidiques. Le H₂O₂ peut également être directement métabolisé par la glutathion peroxydase au niveau de l'apoplaste et par la catalase dans le peroxysome (Gratão et *al.*, 2005).

- **Peroxydation des acides gras polyinsaturés**

Les lipides membranaires sont des acides gras polyinsaturés, ces lipides sont très sensibles à cause de leur double liaison qui peut être facilement attaquée par les EOA. Les EOA provoquent des oxydations de ces acides gras polyinsaturés ce qui aboutit à la formation de très nombreux produits primaires (H₂O₂) et secondaires (aldéhydes). Ce phénomène de peroxydation lipidique tend à rendre les acides gras plus hydrophiles ce qui va altérer la structure et le fonctionnement des membranes cellulaires notamment en augmentant leur perméabilité à des substances qui ne sont pas normalement capables de les franchir (Gill et Tuteja, 2010).

En tant que produit de peroxydation lipidique, le malondialdéhyde joue un rôle important dans la modification des protéines centrales de nombreuses plantes stressées, il est considéré comme un marqueur oxydant utile pour indiquer la peroxydation lipidique du chloroplaste (Yamauchi et Sugimoto, 2010). Chen et *al.* (2018) rapportent que sous contrainte saline, une augmentation significative de la teneur en MDA est enregistrée ce qui pourrait indiquer une dégradation oxydative des membranes chloroplastiques (D'Souza et Devaraj, 2010).

6. Les mécanismes d'adaptation de la plante à la salinité

a. La compartimentation vacuolaire

Celle-ci consiste à évacuer du cytoplasme les ions Na^+ en excès vers la vacuole afin d'éviter leur effet toxique et inhibiteur à l'encontre des processus enzymatiques (Flowers et *al.* 1977). Ce mécanisme de compartimentation vacuolaire est assuré par l'action d'un antiport vacuolaire sodium/proton (Na^+/H^+) dont l'énergie est fournie par les pompes à protons ATPases (H^+ -adénosine triphosphatases) et PPases (H^+ -pyrophosphatases) vacuolaires (Fan et *al.*, 2015).

Grâce à ce processus de compartimentation de Na^+ au sein de la vacuole, la cellule parvient à maintenir une faible concentration de Na^+ dans le cytoplasme, minimisant ainsi son effet toxique et d'autre part, l'augmentation concomitante de la concentration de Na^+ dans la vacuole va engendrer une forte pression osmotique favorisant l'absorption d'eau et donc améliorer la turgescence des cellules (Apse et Blumwald, 2007).

La capacité d'une plante à compartimenter Na^+ au niveau cellulaire entraîne une différence de gestion du Na^+ au niveau de la plante entière. On peut distinguer deux comportements des plantes vis-à-vis du sel, les comportements dits « **includer** » et « **excluder** » (Acosta-Motos et *al.*, 2017).

Les plantes de type « excluder » sont généralement sensibles à la salinité et sont incapables de contrôler le niveau de Na^+ cytoplasmique. Cet ion est transporté dans le xylème, véhiculé vers les feuilles par le courant de transpiration, puis en partie « recirculé » par le phloème pour être ramené vers les racines (Apse et Blumwald, 2007). Ces espèces sensibles contiennent donc peu de Na^+ dans les feuilles et un excès dans les racines. Au contraire, les plantes « includer » résistantes au NaCl, accumulent le Na^+ dans les feuilles ou il est séquestré dans la vacuole, l'épiderme foliaire, les limbes âgés. Il faut noter cependant que les plantes de type « excluder » accumulent également le Na^+ dans la vacuole des cellules racinaire et foliaire. Ces deux types de comportements sont extrêmes, et une espèce peut intégrer des comportements caractéristiques de l'un et de l'autre des deux types de stratégie « includer » et « excluder » (fig.3) (Berthomieu et *al.*, 2003 ; Jabnoune , 2008).

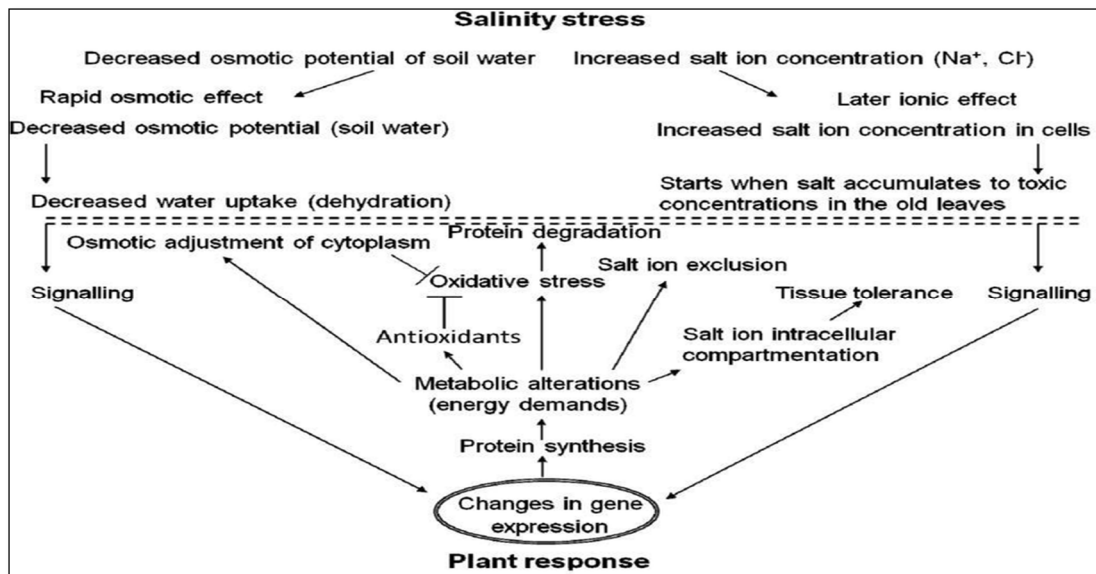


Fig.3- Effets de la salinité (effets osmotiques et ioniques) et réponse des plantes : signalisation, changement dans l'expression des gènes, des protéines et du métabolisme induisant une diminution des effets néfastes du stress (ajustement osmotique par biosynthèse des solutés compatibles, diminution du transport et exclusion des ions toxiques Na^+ et Cl^- par la compartimentation, diminution du stress oxydatif par activation des systèmes antioxydants enzymatiques et non enzymatiques) (Kosova et *al.*, 2013).

La compartimentation du NaCl dans les vacuoles représente le mécanisme principal de détoxification du sel chez les halophytes (Ksouri et *al.*, 2010), tandis que les glycophytes ont recours au mécanisme d'exclusion du Na^+ des cellules au niveau de la membrane plasmique des parties aériennes vers les racines (Tester et Davenport, 2003; Blumwald et *al.*, 2004). Ainsi, l'accumulation du Na^+ dans le compartiment vacuolaire semble avoir un double rôle, celui de la protection du cytoplasme contre la toxicité du Na^+ et celui de son utilisation en tant qu'osmoticum dans la vacuole (Blumwald et *al.*, 2000; Bartels et Sunkar, 2005).

b. Stratégie osmotique

• Ajustement osmotique et solutés compatibles dans les plantes

L'ajustement osmotique est un processus par lequel le potentiel hydrique (Ψ) de la plante peut être diminué sans être accompagné d'une baisse de la turgescence (Taiz et Zeiger, 1998). Turner et *al.* (2000) définissent l'ajustement osmotique comme une accumulation active de solutés par la plante en réponse au déficit hydrique croissant dans le sol et/ou chez la plante, en maintenant la turgescence ou en réduisant le taux de perte de celle-ci, comme réponse à la baisse du potentiel hydrique. L'ajustement osmotique se produit alors à travers une compartimentation d'ions toxiques loin du cytoplasme dans la

vacuole et/ou à travers l'accumulation de solutés organiques, tels que les solutés compatibles dans le cytosol (Hasegawa et *al.*, 2002).

• La proline

Cet osmoprotecteur non enzymatique possède un bon potentiel inhibiteur et il est considéré comme indispensable pour la plante afin de controvertiser l'effet des ROS en conditions de stress (Gill et Tuteja, 2010; Ben Rejeb et *al.*, 2012 ; Liang et *al.*, 2013). L'accumulation de cet acide aminé est considérée comme un critère de sélection de la tolérance au stress. La proline participe comme osmolyte à la rétention de l'eau dans le cytoplasme ainsi qu'elle protège contre la dessiccation des membranes et la dénaturation des protéines (Ben Ahmed et *al.*, 2010). La synthèse de la proline se fait via la D1-pyrroline-5-carboxylate (P5C) dont la réaction est catalysée par le D1-pyrroline-5-carboxylate synthetase (P5CS) (Pirzad et *al.*, 2011) et le D1- pyrroline-5-carboxylate reductase (P5CR) (Verbruggen et Hermans, 2008 ; Gill et Tuteja, 2010). Le gène P5CS est induit par le stress hydrique et son induction est généralement corrélée à l'accumulation de la proline (Bandurska et *al.*, 2017). La surexpression du P5CS a été décrite au départ chez le tabac et puis l'étude s'est étendu sur l'ensemble des agrumes. La tolérance induite par la surexpression du gène inclut l'ajustement osmotique au niveau du cytosol et la mobilisation des radicaux libres oxygénés (Gimeno et *al.*, 2009). Il a été démontré que la surexpression de P5CS chez la tomate transgénique entraîne l'augmentation du taux de cette molécule sous conditions de stress salin (Hmida-Sayari et *al.*, 2005 ; Gill et Tuteja, 2010).

Il a été observé que l'apport de la proline entraîne une augmentation de l'activité de la SOD et la POD, ce qui contribue à l'amélioration de la tolérance des plantes à la salinité (Tabssum et *al.*, 2019).

• Les sucres solubles

Parmi les différents osmolytes organiques, les sucres peuvent contribuer jusqu'à 50% pour l'ajustement du potentiel osmotique total en cas de stress salin chez les glycophytes (Zebib, 2012). Le saccharose et le glucose sont des osmolytes qui maintiennent l'homéostasie cellulaire (Gupta et Kaur, 2005).

Les sucres solubles peuvent agir comme des messagers primaires et réglementent les signaux qui contrôlent l'expression de différents gènes impliqués dans le métabolisme et la croissance des plantes (Rolland et *al.*, 2006; Chen, 2007).

• Les polyols

Les polyols (mannitol, sorbitol, xylitol) sont des formes réduites d'aldoses et de cétooses pouvant avoir une structure linéaire ou cyclique. Ces dérivés de sucres peuvent être utilisés pour le transport de carbone à longue distance bien que cette fonction n'ait pas été montrée chez *Arabidopsis thaliana* (Klepek et al., 2005). Certains polyols peuvent aussi s'accumuler en réponse à des stress environnementaux, comme le stress salin (Noiraud et al., 2001).

• Les bétaines

La betterave est à l'origine du nom bétaine, car elle en contient des quantités importantes. Les bétaines qui ont la particularité d'être méthylées, sont issues soit de la proline, soit d'autres acides aminés (Rathinasapabathi, 2000). Elles interviennent au niveau de l'ajustement osmotique, de l'osmoprotection et de la protection des enzymes (Slama et al., 2015). En cas de stress salin, l'intensification du métabolisme de la choline, précurseur de la glycine bétaine, peut participer au maintien des flux transmembranaires, par un renouvellement plus intense de la phosphatidylcholine, choline phosphorylée qui est le composé majeur des membranes cellulaires (Levigneron et al., 1995).

La glycine bétaine est principalement présente au niveau des chloroplastes où elle joue une fonction vitale dans la protection des membranes thylakoïdales et par conséquent dans le maintien de l'efficacité photosynthétique (Ashraf et Foolad, 2007) et aussi dans l'osmoprotection en stabilisant les macromolécules et en préservant les membranes sous stress (Majumder et al., 2009). Certaines plantes cultivées accumulent aussi ce composé lorsqu'elles sont soumises à un stress salin tels que le blé (Rao et al., 2013), l'Atriplex (Joseph et al., 2013) et la tomate (Umar et al., 2018).

c. Les systèmes antioxydants

La plante a développé un système de défenses antioxydantes, de type enzymatiques et non enzymatiques, afin d'assurer la détoxification et la fixation des ROS (Joseph et Jini, 2011). Ce système est activé par les fortes concentrations de ces radicaux oxygénés au niveau cellulaire (Ahmadizadeh et al., 2011).

Le système antioxydant non enzymatique joue un rôle important dans les défenses antioxydantes. Il est à noter que les enzymes antioxydantes deviennent inactives dès le démarrage de la sénescence. Donc, un système antioxydant non enzymatique performant améliore la tolérance de la plante vis-à-vis du stress (Deng et al., 2012). Les mêmes auteurs signalent que l'accumulation des molécules antioxydantes permettra de protéger les

enzymes antioxydantes des dégâts causés par les radicaux hydroxyles. L'accumulation des osmolytes dans les cellules soumises à un stress est associée à la mise en marche de mécanismes de tolérance aux effets néfastes du déficit hydrique (Pirzad et *al.*, 2011)

- **Les caroténoïdes**

Les caroténoïdes sont des antioxydants jouant un rôle très important dans la tolérance au stress abiotique (Gill et Tuteja, 2010). Les caroténoïdes sont des composés organiques lipophiles situés dans les chloroplastes jouant également un rôle dans la prévention de la formation d'oxygène singulet par dissipation de l'état triplet des molécules de chlorophylle (Ashraf et Ali, 2008).

Sous stress salin, les caroténoïdes peuvent agir en tant que mécanisme de défense et leur efficacité dépend de la présence de chaînes conjuguées, qui sont essentiellement destinées à l'absorption de la lumière chez les organismes photosynthétiques et à la protection de tous les organismes vivants. Cette fonction dépend de leur structure et de leurs propriétés chimiques (Fiedor et Burda, 2014). Les caroténoïdes ont un double système de carbone conjugué qui peut être impliqué dans les réactions de transfert d'énergie (Telfer, 2014; Perlík et *al.*, 2015). Selon les réactions de transfert d'énergie, les caroténoïdes provoquent une désactivation thermique en combattant l' O_2^1 , en plus d'éliminer l' O_2^1 et le H_2O_2 formés lors d'un stress salin (Jin et *al.*, 2015; Kang et *al.*, 2017).

La réponse des plantes au stress de la salinité varie en fonction du temps d'exposition. Une diminution des niveaux de caroténoïdes chez les plantes soumises au NaCl a été rapportée chez de nombreuses espèces, notamment *Triticum aestivum* (Tabatabaei et Ehsanzadeh, 2016; Tian et *al.*, 2017), *Capsicum annum* (Melo et *al.*, 2017), *Zea mays* (Gul et *al.*, 2017), *Phaseolus vulgaris* (Taïbi et *al.*, 2016), *Cicer arietinum* (Shankar et *al.*, 2016), *Picea abies* (Schiop et *al.*, 2015), *Salicornia prostrata* et *Suaeda prostrata* (Akcin et Yalcin, 2016).

- **Les flavonoïdes**

Les flavonoïdes interviennent en tant que molécules antioxydantes qui assurent la fixation des EOA produits lors d'un stress et neutralisent ainsi leurs effets avant la manifestation de dégâts oxydatifs au niveau cellulaire (Lovdal et *al.*, 2010). Il a été observé que les gènes responsables de la biosynthèse des flavonoïdes sont également induits par le stress (Gill et Tuteja, 2010).

L'augmentation de la teneur en flavonoïdes sous stress salin est probablement associée à l'augmentation de la chlorophylle, protégeant ainsi les structures cellulaires contre les

dommages oxydatifs du stress osmotique (Close et McArthor, 2002 ; Jaleel et *al.*, 2007). Par ailleurs, il faut noter qu'en cas de stress salin sévère, la teneur en flavonoïdes diminue ce qui peut être dû aux dommages oxydatifs causés par le déséquilibre entre la formation d'antioxydants et le piégeage des ROS (Zhou et *al.*, 2018 ; Chen et *al.*, 2018).

III - PRESENTATION DE L'ESPECE

Selon la classification phylogénétique APG II, 2003, le gombo est de la famille des Malvaceae, du genre *Abelmoschus* et de l'espèce *Abelmoschus esculentus* (L.) Moench.

Le gombo porte plusieurs noms selon les pays : gombo en français, okra ou lady'sfinger en anglais, Quimgombo en espagnol, Bhindi en hindi et Bamiah en arabe. (Chevalier, 1940). Le mot gombo est originaire d'Angola où on le nomme "ngumbo".

Le gombo (*Abelmoschus esculentus* L.) a été initialement classé dans le genre *Hibiscus* section *Abelmoschus* par Linné (1737). Le genre *Abelmoschus* a été établi par Medikus (1787), mais la plupart des auteurs ont suivi De Candolle (1824) et l'ont considéré comme une section de l'*Hibiscus*. Ce n'est qu'en 1924 que Hochreutiner relève cette section en un genre distinct *Abelmoschus* en se basant sur les caractéristiques du calice : calice spatiforme, à cinq dents courtes, soudé à la corolle et caduc après la floraison (Terrel et Winters, 1974). Il est dénombré aujourd'hui 11 espèces d'*Abelmoschus* dans le monde, certaines ayant été décrites très récemment « deux nouvelles espèces ont été trouvées en Inde en 2013 » (Sutar et *al.*, 2013).

1. Origine et répartition géographique

Abelmoschus esculentus, est une plante cultivée d'origine incertaine. Deux hypothèses ont été proposées: la première d'origine indienne en se fondant sur l'aire de répartition d'*Abelmoschus tuberculatus*, est originaire de Uttar Pradesh au nord de l'Inde, alors que la deuxième est d'origine africaine ; soit du sud de l'Egypte ou de l'Ethiopie en se fondant sur l'aire de répartition d'*Abelmoschus ficulneus* (Hamon et Sloten, 1995). Ce légume est très répandu dans les régions tropicales, subtropicales et tempérées chaudes, mais est particulièrement apprécié en Afrique de l'Ouest, en Inde, aux Philippines, en Thaïlande et au Brésil. On signale *Abelmoschus esculentus* dans toute l'Afrique tropicale (Siemonsma, 1982).

Aujourd'hui, le gombo commun se retrouve dans toute la ceinture intertropicale, arrivant jusqu'aux zones méditerranéennes (Hamon et Sloten, 1995). Ce légume tropical

est encore mal connu et peu cultivé en Algérie, on le retrouve à l'Est algérien : les wilayas de Guelma et d'Annaba, et au Sud-Ouest : la wilaya de Bechar.

2. Description botanique

Le gombo est une plante annuelle robuste, érigée, atteignant 4 m de haut, plus ou moins fortement ramifiée.

- **Tige** : cylindrique, avec des poils raides disséminés, glabrescente.
- **Feuilles** : disposées en spirale, simples, de forme et de taille variables, pétiolées limbe le plus souvent palmatilobé à palmatipartite.
- **Fleurs** : axillaires, solitaires ou en grappe, pédicelle jusqu'à 3 cm de long sur la fleur, calice spathacé, de 2–6 cm de long, 5 pétales libres, de 3–7 cm de long, charnus à la base, glabres, jaunes, virant souvent au rose après la floraison, avec un centre violet foncé ; étamines réunies en tube staminal jusqu'à 2,5 cm de long, blanches, glabres ; ovaire supère, style à 5–10 bras de 3–5 mm de long, stigmates violet foncé, avec des poils simples.



a



b



c



d

Photo.1- Le gombo (*Abelmoschus esculentus* L.): a- fruit, b- graine, c-feuille, d- fleur.

- **Fruit** : Capsule érigée, cylindrique, fusiforme, de section ronde ou anguleuse, contenant jusqu'à 100 graines.
- **Graines** : globuleuses à ovoïdes, de 3–6 mm de diamètre.
- **Racine** : système racinaire pivotant.
- **Plantule** : à germination épigée.

3. Principales exigences de la plante

- **Nature du sol** : Le gombo se développe mieux dans un sol profond, bien drainé et léger (sablo limoneux), riche en matière organique et à bonne capacité de rétention d'eau.
- **pH du sol** : Le développement du gombo exige le plus souvent un pH du sol proche de la neutralité. L'intervalle des valeurs de pH acceptables se situe entre 5,8 et 7,5 avec un idéal de 6 à 7.

- **Levée des plantules et croissance** : La germination des plantules de gombo requiert des températures optimales situées entre 25 et 35° C au niveau du sol. Les températures diurnes comprises entre 20 et 35° C sont optimales pour le développement de la plante. Par contre, pour les températures nocturnes, l'optimum se situe au-dessus de 22° C. En dessous de 15° C et au-dessus de 35° C la croissance diminue.

- **Besoins en eau** : Le gombo pousse bien avec une certaine humidité dans le sol mais pas en sol hydromorphe. Les besoins en eau pour un cycle cultural sont de l'ordre de 900 à 1200 mm. Ces besoins en eau varient en fonction des stades phénologiques de la plante, de la saison et de la nature du sol.

4. Croissance et développement

Dans les conditions du sud de la Côte d'Ivoire, les cultivars locaux et introduits fleurissent dans un délai de 45–80 jours après le semis en saison sèche (semis en octobre : raccourcissement des jours), et de 55–105 jours après un semis en saison des pluies (semis en mars : période d'allongement des jours). La période de culture excède rarement 6 mois.

La floraison et la pollinisation se produisent tôt le matin. Bien que l'autopollinisation soit la règle, il peut y avoir un degré élevé de pollinisation croisée par les insectes. Les fruits sont cueillis environ une semaine après la floraison. En enlevant régulièrement les jeunes fruits, on obtient une croissance végétative et une floraison soutenues, ce qui prolonge la durée de la période productive. En culture de semences, il faut environ un mois de la floraison à la maturation du fruit.

5. Ecologie

Abelmoschus esculentus nécessite des températures supérieures à 20°C pour avoir une croissance normale. Le pourcentage de germination et la rapidité de levée des semis sont optimaux à 30–35°C. L'initiation florale et la floraison sont retardées à mesure que la température est élevée (corrélation positive entre température et nombre de nœuds végétatifs sur la tige).

Le gombo est une plante de jours courts, mais sa large répartition géographique (jusqu'à des latitudes de 35–40°) indique qu'il y a des différences marquées entre cultivars à cet égard. Le gombo commun tolère une grande diversité de sols, mais préfère les limons sableux bien drainés, de pH 6–7, riches en matière organique.

6. Intérêts

Le gombo est une plante de grande importance surtout pour les pays de l'Afrique de l'Ouest. Son originalité est que toutes les parties de la plante sont utiles soit dans l'alimentation, soit dans la médecine, soit dans l'artisanat ou dans l'industrie (Siemonsma et Hamon, 2004).

a. Médical

Les fruits contiennent un mucilage ayant des propriétés variées de stabilisateurs des dispersions, substitut de plasma sanguin, fluidifiant des systèmes liquides et sanguins (Marius et *al.*, 1997; Martin et *al.*, 1981). Les racines contiennent un mucilage à usage médicinal. Les feuilles sont parfois utilisées comme base de cataplasmes, comme émollient, sudorifique ou antiscorbutique et pour traiter la dysurie (Siemonsma et Hamon, 2004). La valeur nutritive des gousses immatures du gombo est très appréciée des consommateurs, puisque les gombos sont considérés comme une source riche de fibres alimentaires, de glucides, de vitamines et de minéraux (Adetuyi et Osagie, 2011; Gemedé et *al.*, 2014); Cependant, une forte variation de composition chimique a été rapportée entre diverses accessions de gombo (Gemedé et *al.*, 2016) et différentes conditions de croissance (Makhadmeh et Ereifej, 2004). Le fruit de gombo est également un antioxydant important, principalement en raison de sa forte teneur en vitamine C, en caroténoïdes et en flavonoïdes (Gemedé et *al.*, 2014), ce légume possède également différentes propriétés thérapeutiques contre le diabète, l'hyperlipidémie, les microbes, les ulcères et les maladies neuro dégénératives (Mishra et *al.*, 2013; Kamalesh et *al.*, 2016). Le gombo est aussi efficace pour les maladies rénales tubulaires interstitielles, il améliore les fonctions rénales, il réduit la protéinurie et renforce l'immunité (Liao et *al.*, 2012).

En dehors bienfaits nutritionnels et médicinaux, les gousses de gombo peuvent également contenir des facteurs antinutritionnels tels que les phytates, les oxalates et les saponines qui affectent la biodisponibilité des minéraux (Ca, Fe et Zn) et limitent la valeur nutritionnelle du fruit (Adetuyi et Osagie, 2011, Gemedé et *al.*, 2015).

b. Alimentaire

Le gombo est cultivé pour ses fruits qui sont riches en protéines, en vitamines et en sels minéraux permettant de pallier de nombreuses déficiences alimentaires. Au regard de sa composition, le gombo pourrait effectivement jouer un rôle essentiel dans la lutte contre la malnutrition (Hamon, 1987).

Le gombo est beaucoup utilisé dans la cuisine africaine et arabe et les fruits sont appréciés pour leur viscosité surtout mais aussi suivant la couleur ou la longueur de la capsule. Le fruit peut être consommé à frais ou en poudre après séchage.

Les jeunes fruits immatures constituent un légume important, que l'on consomme bouilli ou frit. Les jeunes feuilles sont couramment consommées comme épinard. Ce feuillage est aussi parfois utilisé comme aliment pour le bétail.

Les graines de gombo constituent une source d'huile à usage comestible après raffinage. Après le pressage des graines, le tourteau contient 30% de protéines (Marius et *al.*, 1997). L'huile des graines de gombo est riche en protéines et en éléments minéraux comme le phosphore, le magnésium, le calcium et le potassium (Nzikou et *al.*, 2006). Les graines torréfiées de gombo sont employées dans certaines régions comme substitut du café (Siemonsma et Kouamé, 2004).

Tableau 1. Valeur nutritive pour 100 g de gombo consommés (Leung et *al.*, 1968).

Composants	Fruits (100 g)	Feuilles (100g)
Energie (Kj)	88,6	81,1
Eau(g)	144	235
Protéines(g)	2,1	4,1
Lipides (g)	0,2	0,6
glucides (g)	8,2	11,3
Fibres (g)	1,7	2,1
Calcium (mg)	84	532
Fer (mg)	1,2	0,7
β-Carotène (µg)	185	385
Thiamine (mg)	0,04	0,25
Riboflavine (mg)	0,08	2,8
Niacine (mg)	0,6	0,2
Vitamine C (mg)	47	59

c. Industrie

La tige est constituée de fibres qui sont utilisées localement pour la confection de cordes, de sacs, de paniers, de lignes de pêche et de pièges à gibier. Les fibres servent aussi dans l'industrie textile et dans la fabrication de papier et de carton (Shamsul et Arifuzzaman, 2007).

7. Production

Vu l'intérêt alimentaire et industriel du gombo, sa culture occupe aujourd'hui une place non négligeable dans le monde. La production annuelle de gombos dans le monde serait de l'ordre de 8 à 9 millions de tonnes (FAOSTAT, 2016). En Afrique de l'Ouest, les gombos occupent ainsi la deuxième place dans la production légumière (Hamon et Charrier, 1997). La majorité de cette production concerne *Abelmoschus esculentus*.

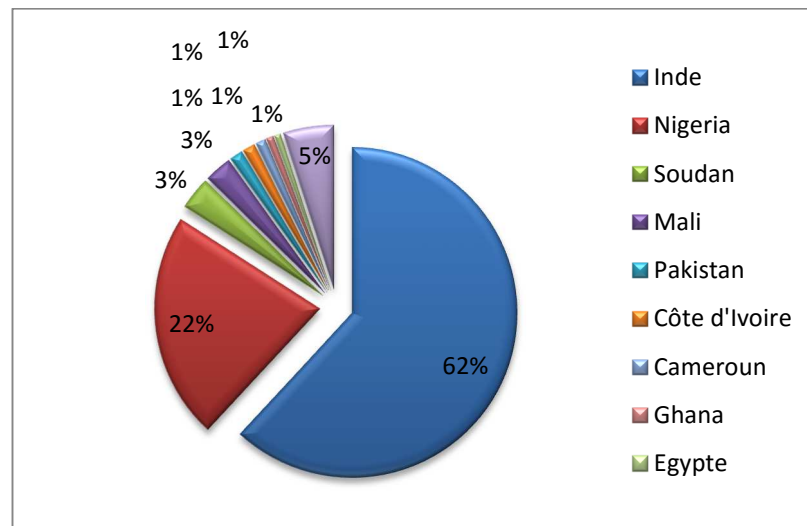


Fig.4 - Production mondiale du gombo (%) dans le monde (FAOSTAT, 2016).

La production de gombo à l'heure actuelle ne peut pas faire face à la demande, l'Inde occupant le premier rang dans la production et l'exportation (NCPAH, 2016) avec 62% soit 5.507.000 tonnes de production mondiale, le Nigeria vient en deuxième position avec 22% de la production mondiale suivie du Soudan et le Mali.

Chapitre II

Matériel et Méthodes

I. Matériel végétal

Le matériel végétal concerne les graines et les plantes de l'espèce gombo (*Abelmoschus esculentus* L.) de la famille des Malvacées. Les graines ont été données gracieusement par un agriculteur de la région de Nechmeya Wilaya de Annaba, région de prédilection de la culture de cette espèce. Les graines obtenues ont été conservées au froid en prévision de la levée de la dormance au laboratoire de Physiologie Végétale de l'Université Oran 1.

Nous avons pris le soin de procéder à une sélection des graines présentant des aspects morphologique (graines de calibre homogène) et de maturité (test au tétrazolium) répondant aux conditions de l'expérimentation.

Les plantes utilisées dans la suite de l'expérimentation proviennent des germinations de nouvelles graines.

II. Dispositif expérimental

Deux dispositifs sont mis en place dans cette étude en fonction des objectifs expérimentaux.

1. Phase de germination

a. Préparation des semences

Les graines sont désinfectées à l'éthanol à 70% pendant 1 minute, puis trempées dans l'hypochlorite de sodium à 2° pendant 10 minutes et rincées plusieurs fois à l'eau distillée.

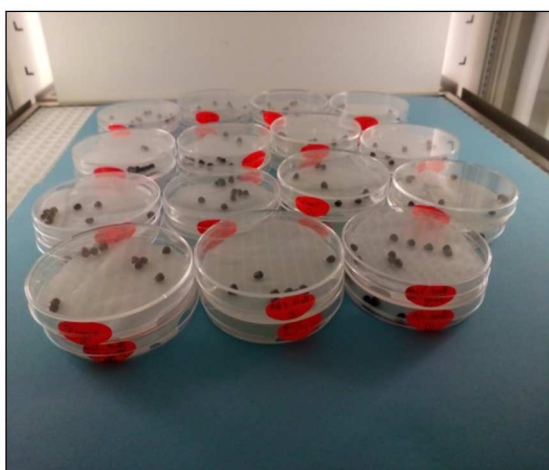


Photo.2- Mise en germination des graines.

Photo.3- Graines âgées de 7 jours soumises aux différents traitements hormonaux.

b. Imbibition hormonale et mise en germination

Les graines ont reçu un prétraitement aux phytohormones (AG3, AS et Kn) pendant 12 h à température ambiante. Ces graines imbibées sont ensuite séchées à l'air à température ambiante pendant 12 h, placées dans des boîtes de Pétri tapissées de deux couches de papiers filtre stérile en présence ou en absence de NaCl à 50 mM et 100 mM ; les graines témoins et celles traitées aux NaCl seul n'ont pas été imbibées. Ces boîtes sont entreposées ensuite dans une chambre de germination programmée à 26° C. La germination des graines est suivie durant une semaine d'observation pour évaluer la précocité, la cinétique et le temps moyen de la germination.

Des essais préliminaires sont effectués pour déterminer les concentrations hormonales optimales à utiliser dans la suite de notre expérimentation (tableau 2).

Tableau 2. Concentrations de NaCl et de phytohormones utilisées.

NaCl		AG3		AS		Kn	
50 mM	100 mM	50 µM	100 µM	100 µM	200 µM	75 µM	100 µM
2.92 g.l ⁻¹	5.84 g.l ⁻¹	0.017 g.l ⁻¹	0.034 g.l ⁻¹	0.013 g.l ⁻¹	0.027 g.l ⁻¹	0.016 g.l ⁻¹	0.021 g.l ⁻¹

AG3= acide gibbérellique 3 ; **AS**= acide salicylique ; **Kn**=Kinétine

D'après ces premiers résultats, les concentrations hormonales retenues dans notre expérimentation sont 100 µM AG3 ; 100 µM Kn; 200 µM AS indiquées dans le tableau 3 selon les différentes combinaisons hormonales sous les mêmes conditions salines.

Tableau 3. Combinaisons hormonales utilisées en présence ou en absence de NaCl.

NaCl														
0 mM					50 mM					100 mM				
0	AG3/AS	AG3/Kn	Kn/AS	AG3/AS/Kn	0	AG3/AS	AG3/Kn	Kn/AS	AG3/AS/Kn	0	AG3/AS	AG3/Kn	Kn/AS	AG3/AS/Kn

c. Paramètres de germination

➤ Estimation du taux de germination (TG)

Selon Mazliak (1982), c'est le pourcentage de germination maximale ou le taux maximal obtenu dans les conditions choisies par l'expérimentateur. Il correspond au nombre de graines germées par rapport au nombre total de graines.

$$TG = \text{Nombre de graines germées} / \text{Nombre total de graines} \times 100$$

➤ La précocité de la germination

Ce paramètre est exprimé par le taux des premières graines germées correspondant à l'intervalle de temps entre le semis des graines et les premières graines germées (Belkhodja, 1996).

Généralement la précocité de la germination, correspond au taux des graines germées après 24 h du semis. Chaque espèce dispose d'une précocité de germination spécifique à sa nature (Renard, 1975).

➤ Cinétique de germination

Elle correspond à la courbe, qui décrit l'évolution de la germination des graines sous des conditions bien déterminées, pendant une période donnée ; elle est établie à partir des taux cumulés des graines germées (Hajlaoui et *al.*, 2007). Selon ce dernier, ce paramètre permet de mieux appréhender la signification physiologique du comportement germinatif de l'espèce étudiée.

➤ Temps Moyen de Germination (TMG)

C'est un mode d'expression de la vitesse de germination d'une population de semences mises à germer dans des conditions parfaitement contrôlées.

Selon Côme et Corbiveau (2006), le temps moyen de germination (TMG) se calcule selon la formule :

$$TMG = N1T1 + N2T2 + \dots + NnTn / N1 + N2 + \dots + Nn$$

N1 : Nombre des graines germées au temps T1.

N2 : Nombre des graines germées entre T1 et T2.

Nn: Nombre des graines germées entre temps Tn-1 et Tn.

T : Nombre de jours d'observation.

d. Paramètres biométriques

➤ Longueurs des radicules et des hypocotyles

La croissance des plantules âgées de sept jours est estimée par la mesure de la longueur des hypocotyles et des radicules à l'aide d'un pied à coulisse.



Photo.4- Longueurs des plantules âgées de 7 jours sous les traitements hormonaux AG3, AS combinés au NaCl.

➤ Poids frais et sec des racines et des hypocotyles

Au 7^{ème} jour du semis, les deux parties de la plantule sont immédiatement pesées pour obtenir le poids frais. Le poids sec est obtenu après dessiccation du matériel végétal dans une étuve pendant 72 h à 60 °C.

2. Phase plante en culture sous serre

a-Préparation des semis

L'expérimentation a été menée dans une serre contrôlée, faisant partie du laboratoire de Physiologie Végétale de l'Université Oran 1 pendant une période de 45 jours.

Les graines sont lavées à l'hypochlorite de sodium à 2° pendant 10 min, puis rincées plusieurs fois à l'eau distillée.

Elles sont ensuite pré-trempées pendant 1h dans de l'eau distillée, puis mises à germer dans des boîtes de Pétri pendant 2 jours et semées ensuite dans des alvéoles remplies de tourbe commerciale. Un arrosage à l'eau distillée est effectué régulièrement pendant cette période d'acclimatation.

La culture est menée dans des pots d'une capacité de 1 kg de substrat, dont le fond est tapissé de gravier afin d'assurer un bon drainage. Le substrat utilisé est constitué d'un

mélange de sable et de tourbe avec une proportion de 2V/V. Le sable est prélevé du bord de la mer et traité à l'esprit de sel dans le but d'éliminer toutes traces de carbonates et de chlorures. Un rinçage à l'eau distillée et un séchage à l'air libre sont effectués.

Au bout d'une semaine, les plantules sont transférées soigneusement à raison d'une plantule par pot. Un arrosage à l'eau courante est effectué tous les deux jours à 60% de la capacité de rétention. La solution nutritive de Hoagland est apportée une fois par semaine jusqu'à la fin de l'expérimentation.



Photo.5- repiquage des graines germées dans les alvéoles. **Photo. 6-** plantules âgées de 8 jours.

b-Application du traitement hormonal et salin

L'expérience, conçue comme un plan factoriel à deux facteurs (deux niveaux d'hormones, trois niveaux de NaCl), est réalisée selon un plan entièrement randomisé avec 5 répétitions. Les combinaisons hormonales sont choisies d'après le test de germination (tableau ci-dessous).

Tableau 4 - Concentrations hormonales choisies combinées au NaCl au stade plante

NaCl (mM)	0			50			100			200		
Hormones	T0	AG3/AS	Kn/AS	T50	AG3/AS	Kn/AS	T100	AG3/AS	Kn/AS	T200	AG3/AS	Kn/AS
Concentration (μmol)	0	100/200	100/200	0	100/200	100/200	0	100/200	100/200	0	100/200	100/200

Trois pulvérisations aux différentes combinaisons hormonales sont effectuées après 14 jours du semis, 21 jours et 28 jours.

Une fois les plantes bien installées et traitées aux phytohormones (après 1 mois), deux arrosages à la capacité de rétention sont effectués avec une solution saline au NaCl à concentrations croissantes de 0, 50 ,100 et 200 mM par semaine pendant 15 jours.



a

b

Photo. 7- Plantes de gombo âgées de 45 jours cultivées sous serre contrôlée.

a. Effet du NaCl seul ; **b.** Effet de l'interaction NaCl/phytohormones

c-Paramètres étudiés

Après le prélèvement des plantes, les feuilles et les racines sont séparées. Afin d'éviter toute contamination avec le substrat de culture, les racines doivent être soigneusement rincées à l'eau courante. Les échantillons sont utilisés soit frais soit séchés pour effectuer les différents dosages.

➤ Paramètres biométriques

• Hauteur de la partie aérienne et souterraine

La longueur de la partie aérienne et souterraine est mesurée à l'aide d'un double décimètre.

• Poids frais et sec des parties aériennes et souterraines

Les masses de matière fraîche sont déterminées à l'aide d'une balance de précision. Celles de la matière sèche sont déterminées après dessiccation à l'étuve à 80°C pendant 48 h.

➤ Paramètres hydriques

Les paramètres retenus se rapportent à la teneur relative en eau ou RWC (Relative Water Content) et à la perte d'eau par la feuille excisée ou Rate Water Loss (RWL).

• Teneur relative en eau (RWC= Relative Water Content)

Le RWC est déterminé selon la méthode de Barrs et Weatherley (1968). Le limbe foliaire est coupé à sa base puis immédiatement pesé pour avoir le poids frais (PF). L'extrémité est ensuite placée dans un tube à essai contenant de l'eau distillée et placé à l'obscurité à 4°C pendant 12 heures. Les feuilles sont récupérées et essuyées délicatement

avec un papier buvard et à nouveau pesées, c'est le poids en plein turgescence (Ppt). Le poids sec (PS) est déterminé par passage des feuilles dans une étuve pendant 48 h à 80°C.

Le RWC est calculé par la formule suivante :

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

PF : poids frais, PT : poids à la turgescence, PS : poids sec

- **Taux de déperdition en eau (RWL = Rate Water Loss)**

La perte d'eau par la feuille excisée est déterminée par la méthode de Clarke et *al.* (1989). La feuille est coupée à la base du limbe; la partie sectionnée est trempée immédiatement dans un tube à essai rempli d'eau distillée et placé à l'obscurité à une température de 4°C pendant 12 heures. A la pleine turgescence, les feuilles sont essuyées et pesées ce qui constitue le poids initial (Pi). Elles sont ensuite maintenues dressées dans un dispositif et placées sur une pailasse au laboratoire, à température ambiante.

Des pesées des feuilles sont effectuées à deux temps différents (PT), après 30, 60 et 120 mn ce qui donne deux valeurs du RWL soit RWL30 et RWL120.

Enfin la surface foliaire (SF) est déterminée sur ces mêmes échantillons de feuilles (en cm²).

Le RWL est calculé comme suit :

$$\text{RWL (mg d'eau perdue.cm}^{-2}\text{.mn}^{-1}) = (Pi - Pt) / (\text{temps. SF}).$$

Pi = poids initial après 12h.

Pt = poids de la feuille après 30 mn pour RWL1 et après 120 mn pour RWL2.

SF= surface foliaire (cm²).

➤ **Paramètres biochimiques**

- **Dosage des pigments chlorophylliens et caroténoïdes**

Les teneurs en chlorophylle a , chlorophylle b, chlorophylle totale et caroténoïdes sont déterminées selon la méthode de Lichtenthaler (1987). Dans un tube à essai, on ajoute à 50 mg d'échantillon frais, coupé en petits fragments, 5 ml d'acétone à 95%, l'ensemble est conservé à l'obscurité à 4°C pendant 48 heures.

La densité optique est lue à l'aide d'un colorimètre. Deux mesures de densité optique sont effectuées à deux longueurs d'onde différentes correspondant aux pics d'absorption de la chlorophylle a (663 nm) et de la chlorophylle b (647 nm).

L'appareil est étalonné avec la solution témoin à base d'acétone à 95%, les concentrations de caroténoïdes, chlorophylle (a), chlorophylle (b) sont calculées par les formules suivantes :

$$\text{Chl a } (\mu\text{g. ml}) = 12,25. \text{DO}_{663} - 2,79. \text{DO}_{647}$$

$$\text{Chl b } (\mu\text{g.ml}) = 21,5. \text{DO}_{647} - 5,10. \text{DO}_{663}$$

$$\text{Car } (\mu\text{g.ml}) = \frac{1000. \text{DO}_{470} - 1,82. \text{Chl a} - 85,02. \text{Chl b}}{198}$$

• Dosage de la proline

La méthode d'extraction à l'éthanol a été préconisée par l'A.O.A.C (1955) et modifiée par Nguyen et Paquin (1971). Elle consiste à mettre environ 400 mg de matériel végétal dans un mortier, puis de le broyer dans 5 ml d'éthanol à 95% suivi de trois rinçages et lavages avec 5 ml d'éthanol à 70%. La solution finale est recueillie dans un tube à essai afin qu'elle soit décantée pendant 60 min. 5 ml de la phase supérieure sont prélevés auxquels sont ajoutés 2 ml de chloroforme et 3 ml d'eau distillée. Après agitation, la solution est maintenue au repos pendant 24 heures au froid pour une bonne séparation. Deux phases se distinguent.

Le dosage de la proline libre est réalisé selon la technique de Bergman et Loxley (1970). Dans un tube à essai, 1 ml de la partie de la phase supérieure du milieu d'extraction est recueilli en prenant la précaution de ne pas toucher à la phase inférieure.

Sont ajoutés 2 ml de chlorure de sodium à une concentration 5M et 5 ml d'eau distillée, après agitation sont récupérés 2 ml auxquels sont ajoutés 2 ml de solution tampon phosphate et 4 ml de ninhydrine.

Après agitation et chauffage au bain marie à 100°C pendant 60 min, les tubes à essai sont laissés à température ambiante pour refroidir durant 30 min à l'obscurité.

Les résultats sont obtenus par le biais d'une courbe d'étalonnage de proline pour des concentrations allant de 0 à 175 $\mu\text{g.ml}^{-1}$ (figure 1, annexe I).

➤ **Stress oxydatif**

• **Détermination du peroxyde d'hydrogène**

La concentration du H_2O_2 a été déterminée par la méthode de Loreto et Velikova (2001). Approximativement, 100 mg de matière fraîche a été homogénéisée avec 2 ml d'acide trichloroacétique (TCA) à 0.1% (v/v) à 4°C. L'homogénat obtenu a été centrifugé à 12000 g pendant 15 min à 4°C. 500 μl de surnageant a été ajouté à 500 μl du tampon phosphate ($\text{K}_2\text{HPO}_4/\text{KH}_2\text{PO}_4$: 10 mM, pH 7.0) et 1 ml de iodure de potassium (KI : 1 M). La teneur de H_2O_2 dans le surnageant a été évaluée par mesure de la densité optique à 390 nm contre le blanc, en utilisant un coefficient d'extinction molaire de $26.6 \cdot \text{M}^{-1} \cdot \text{cm}^{-1}$ et la concentration est exprimée en $\mu\text{mol} \cdot \text{g}^{-1}$ de matière fraîche.

• **Estimation de la peroxydation des lipides (lipoperoxydes)**

La peroxydation des lipides est estimée par mesure du malondialdéhyde (MDA) produit, capable de réagir avec l'acide thiobarbiturique (TBA) (Figure 5).

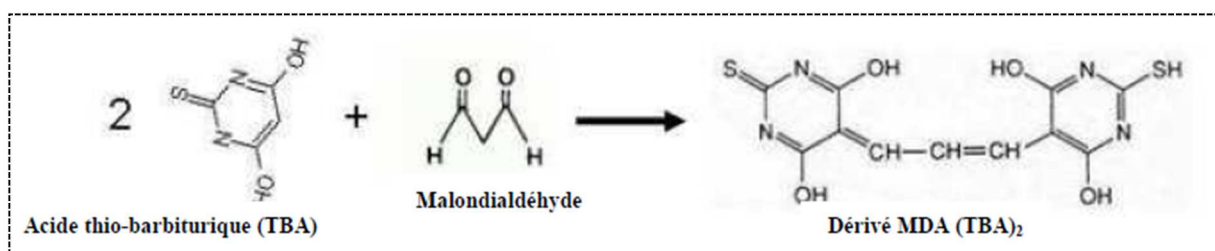


Fig.5 - Réaction entre le malondialdéhyde (MDA) et l'acide thiobarbiturique (TBA) (Grotto et *al.*, 2009).

L'extraction et le dosage du MDA ont été réalisés selon la méthode de Heath et Packer (1968). L'extraction est réalisée par broyage d'environ 1 g de matière végétale avec 5 ml d'acide trichloroacétique (TCA) à 0.1% (v/v). L'homogénat est centrifugé à 10000 g pendant 15 min à 4°C. Le surnageant est additionné au 4 ml du mélange de TCA (20%) et TBA (0.5%). L'homogénat est alors incubé à 95°C pendant 30 min et la réaction est arrêtée par refroidissement du mélange dans la glace. Après 15 min de centrifugation à 10000 g, l'absorbance est mesurée à 532 nm. Le contenu en MDA est calculé en utilisant le coefficient d'extinction molaire du MDA de $155 \text{ mM}^{-1} \cdot \text{cm}^{-1}$ et exprimé en $\text{nmol} \cdot \text{g}^{-1}$ de matière fraîche.

- **Dosage des polyphénols totaux**

100 mg de tissu végétal sont broyés dans 1 ml de méthanol, le tout est incubé durant 24 h à 4°C puis centrifugé pendant 15 min à 15 000 tr/min. Les polyphénols sont déterminés par spectrophotométrie, suivant le protocole appliqué par Miliauskas *et al.* (2004), 1 ml de l'extrait méthanolique est mélangé avec 5 ml de folin ciocalteu (dilué 10 fois) et 4 ml de carbonate de sodium (Na_2CO_3) à concentration de 75 g.l⁻¹. L'absorbance est mesurée à 765 nm après incubation pendant 1 heure à température ambiante. La courbe d'étalonnage est effectuée par l'acide gallique (figure 3, annexe I). Les résultats sont exprimés en mg.g⁻¹ de matière sèche.

- **Dosage des flavonoïdes totaux**

Selon le protocole de Kim *et al.* (2003), 500 µl d'extrait méthanolique sont placés dans un tube avec 1500 µl d'eau distillée et 150 µl de nitrite de sodium (NaNO_2) à 5 %, 150 µl de trichlorure d'aluminium (AlCl_3) à 10 % sont ajoutés ; 500 µl de NaOH à 1 M sont ensuite ajoutés au milieu.

L'absorbance est lue immédiatement à 510 nm. La teneur en flavonoïde est calculée à partir d'une courbe d'étalonnage réalisée avec de la catéchine (figure 2, annexe I). Les résultats sont exprimés en mg.g⁻¹ de matière sèche.

- **Analyse statistique**

Les résultats obtenus ont été soumis à une analyse de variance (ANOVA) à l'aide du logiciel STAISTICA version 7.1. pour évaluer la significativité des effets testés. Les moyennes sont comparées par le test LSD de Fisher ($\alpha < 0.05$). De même, les coefficients de Corrélation de Pearson ont été calculés pour déterminer les relations entre les variables retenues.

Chapitre III

Résultats

I. EFFET HORMONAL SUR LA GERMINATION DES GRAINES ET LA CROISSANCE DES PLANTULES DU GOMBO SOUS CONTRAINTE SALINE.

1. L'acide gibbérellique 3 (AG3)

1.1 Effet de l'AG3 sur la germination des graines du gombo sous contrainte saline

a. Précocité de la germination

La figure 6 illustrant l'évolution de la précocité de germination des graines exprimée par le taux de germination au bout de 24 h en fonction des traitements salins et hormonaux montre que la salinité ralentit et retarde la germination des graines contrairement au traitement hormonal à l'AG3.

L'analyse de la variance montre que les différents traitements NaCl, AG3 et NaCl/AG3 ont un effet hautement significatif sur la précocité de la germination des graines ($p = 0^{**}$, $\alpha < 0.05$) (tableau 1, annexe III).

D'autre part, l'analyse statistique révèle une forte corrélation positive entre le traitement hormonal à l'AG3 et la précocité de germination ($r=0,889$) ; par contre une forte corrélation négative s'est manifestée entre ce paramètre et le NaCl ($r=-0,372354$) (tableau 1, annexe IV).

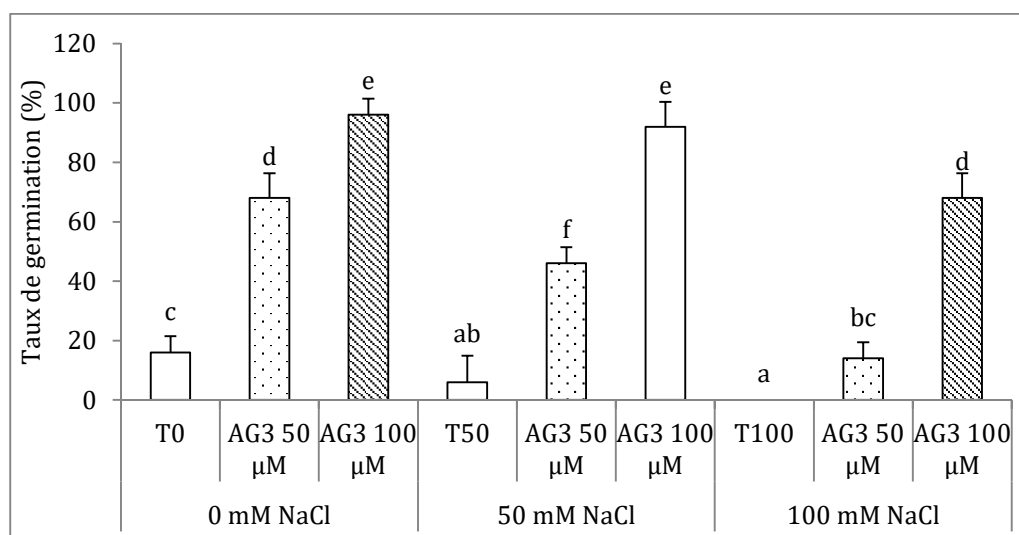


Fig. 6- Effet du NaCl et de l'AG3 sur la précocité de la germination (après 24 heures) des graines du gombo.

➤ Effet de l'AG3 en absence de NaCl

En absence de NaCl, les résultats indiquent que les graines se manifestent le premier jour du semis, soit après 24h, sous tous les traitements. En effet, le taux le plus élevé est enregistré chez les graines soumises à 100 μ M d'AG3, soit un taux de 96 %, suivi de celui des graines traitées à 50 μ M (68%). Par contre chez les graines témoins, le taux des premières graines germées atteint seulement 16%.

➤ Effet du NaCl seul et en présence d'AG3

Il faut remarquer que la précocité de la germination des graines est vraisemblablement influencée par la salinité. En effet, à 50 mM de NaCl, les premières graines démarrent leur germination avec un taux relativement faible soit de 6%; par contre chez celles imbibées à la solution d'AG3, ce taux s'élève à 46% et arrive à 96% en présence respectivement de 50 et 100 μ M d'AG3 (tableau 1, annexe II). En revanche, il faut remarquer qu'avec l'augmentation de la concentration du NaCl à 100mM, la germination est retardée, les premières graines ne germent que vers le deuxième jour du semis. Par contre sous le traitement combiné NaCl (100 mM) / AG3, les graines réagissent déjà à partir du premier jour du semis avec des taux respectifs de 14% et 12 % (figure 6).

b. Temps moyen de la germination (TMG)

L'analyse de la variance montre que les différents traitements (NaCl ; AG3 ; NaCl/AG3) ont un effet hautement significatif sur le temps moyen de la germination ($p = 0^{**}$, $\alpha < 0.05$) (tableau 2, annexe III).

Le test de corrélation de Pearson révèle l'existence d'une relation négative et étroite entre le TMG et l'AG3 ($r = - 0,781$). Par ailleurs, la relation entre le TMG et le NaCl reste linéaire, ceci se traduit statistiquement par l'existence d'une corrélation positive hautement significative entre les deux variables ($r = 0,535$) (tableau 1, annexe IV).

➤ Effet de l'AG3 en absence de NaCl

La figure 7, montre que la vitesse de la germination exprimée par le TMG varie avec les traitements ; en effet le TMG le plus court est enregistré chez les graines prétraitées à l'AG3 à la concentration 100 μ M soit de 1,06 jours.

➤ Effet du NaCl seul et en présence de l'AG3.

Sous conditions stressantes, le TMG augmente significativement avec la concentration en NaCl du milieu d'imbibition. Ce temps de germination devient plus lent pour les graines recevant la forte concentration en NaCl (2.67 jours) (figure 7).

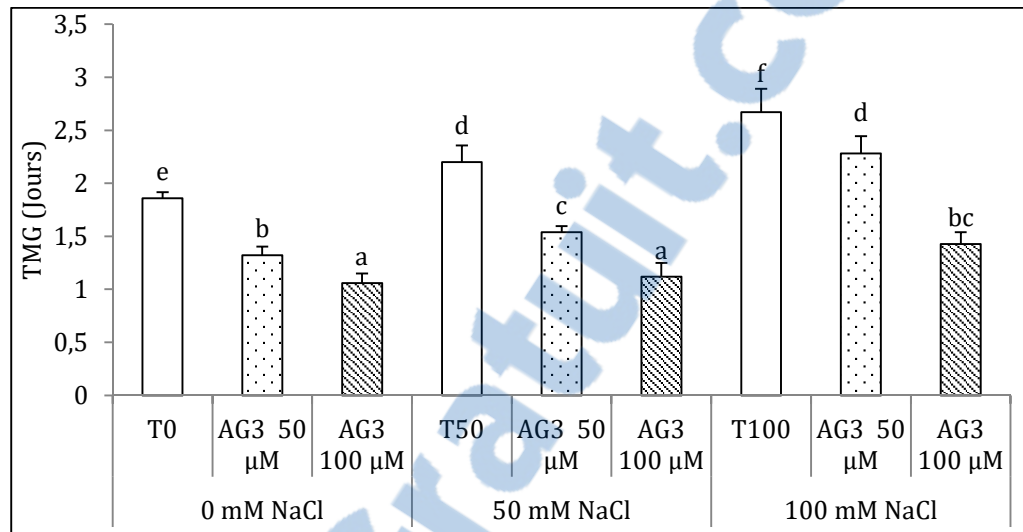


Fig. 7- Effet du NaCl et de l'AG3 sur le temps moyen de la germination (TMG) des graines du gombo.

Il faut signaler par ailleurs que le prétraitement des graines à la solution hormonale accentue leur vitesse de germination sous l'effet combiné au NaCl.

Les effets les plus marqués sont observés chez les graines recevant 50 mM de NaCl où un gain respectif de 0,66 et 1.08 jours est enregistré sous 50 et 100 µM (tableau 2, annexe II).

c. Cinétique de la germination

La figure 8 présente l'évolution de la germination des graines du gombo en fonction du temps (7 jours) pour l'ensemble des traitements.

L'analyse des courbes de germination montre l'existence de trois phases :

➤ **Une première phase de latence** de très courte durée, nécessaire à l'apparition des premières germinations, au cours de laquelle très peu de graines germent en présence du NaCl. A 50 mM de NaCl seulement 6 % germent alors que ce taux arrive jusqu'à 16 % pour les graines témoins.

Les graines exposées au NaCl à 100 mM ne se manifestent qu'au bout du deuxième jour du semis avec un taux de 48 %.

Il faut remarquer par ailleurs que cette phase est absente chez les graines recevant 50 et 100 μM d'AG3. Dès le premier jour, le taux le plus élevé (96 %) est observé chez le lot recevant une concentration de 100 μM d'AG3, suivi de celui des graines arrosées à 50 μM d'AG3 (68 %) (tableau 3, annexe II).

En présence du traitement combiné NaCl/AG3 les germinations se manifestent dès le premier jour du semis notamment sous 50 mM de NaCl où les taux arrivent à 46 et 92% sous 50 et 100 μM d'AG3.

➤ **Une deuxième phase exponentielle** où l'on assiste à une accélération de la germination. L'évolution de cette dernière se stabilise dès le 2^{ème} jour pour le lot recevant 50 μM d'AG3 combiné ou non au NaCl à 50 mM avec un taux maximal de 100%. En parallèle, les graines témoins et les graines recevant 100 μM d'AG3 achèvent leur germination au bout du 3^{ème} jour du semis.

En revanche, les graines traitées au NaCl à 100 mM évoluent lentement jusqu'au 4^{ème} jour pour atteindre un taux de 98%. Ce taux augmente à 100% quand le NaCl est combiné à l'AG3 à 50 μM .

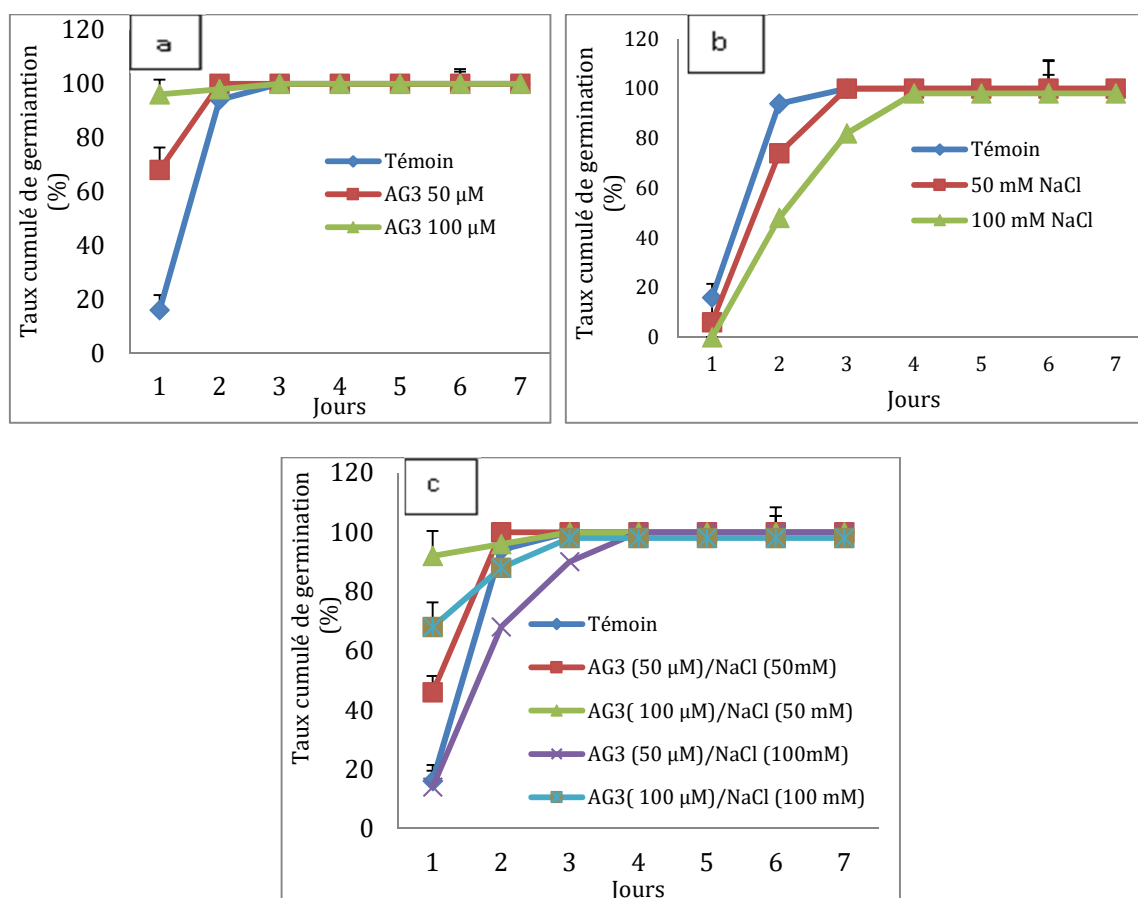


Fig. 8- Effet du NaCl et de l'AG3 sur la cinétique de la germination des graines du gombo

a. Effet de l'AG3 seul ; **b.** Effet du NaCl seul ; **c.** Effet combiné NaCl/AG3

➤ Une troisième phase caractérisée par un palier indiquant un arrêt de la germination représentant le pourcentage final de la germination et traduisant la capacité germinative de chaque lot et pour chaque traitement. Il faut souligner que le taux final ne semble pas influencé par les deux concentrations en NaCl testées ; en effet un taux final maximal de 98% et 100% est enregistré dans tous les lots.

1.2 Effet de l'AG3 sur la croissance des plantules du gombo sous contrainte saline

a. Longueur des hypocotyles et des racicules

L'analyse de la variance révèle que les différents traitements (NaCl ; AG3 ; NaCl/AG3) ont un effet hautement significatif sur la longueur hypocotylaïre et radicaïre ($p = 0^{**}$, $\alpha < 0.05$) des jeunes plantules (tableau 3, tableau 4, annexe III).

L'analyse statistique montre une forte corrélation positive entre le traitement hormonal à l'AG3 et la longueur hypocotylaïre ($r = 0,527$), par contre aucune corrélation n'est obtenue entre ce paramètre et le NaCl ($r = -0,783$).

L'analyse statistique montre une corrélation positive entre le traitement hormonal à l'AG3 et la longueur radicaïre ($r = 0,145$), par contre une forte corrélation négative est obtenue entre ce paramètre et le NaCl ($r = -0,852$) (tableau 1, annexe IV).

➤ Effet de l'AG3 en absence de NaCl

La figure 9 montre que les deux concentrations hormonales ont un effet sur l'élongation des hypocotyles et des racicules des plantules. L'augmentation de la concentration en AG3 à 100 μM , accélère fortement la croissance hypocotylaïre des plantules atteignant jusqu'à 7,72 cm. Dès l'apport de 50 μM d'AG3, la longueur radicaïre la plus élevée (6,85 cm) est enregistrée. En revanche le lot témoin affiche une croissance hypocotylaïre moins importante.

➤ Effet du NaCl seul et en présence d'AG3

Les résultats obtenus montrent que la salinité exerce un effet ralentisseur sur la croissance des plantules du gombo, se traduisant par une diminution de la longueur des hypocotyles et des racicules avec l'augmentation de la concentration en NaCl.

À 50 mM de NaCl la longueur de l'hypocotyle est réduite de 36% et de 42% pour l'axe racinaire par rapport au témoin. À 100 mM, cette diminution de la croissance est plus marquée (81% pour l'hypocotyle et 73,46% pour la radicule).

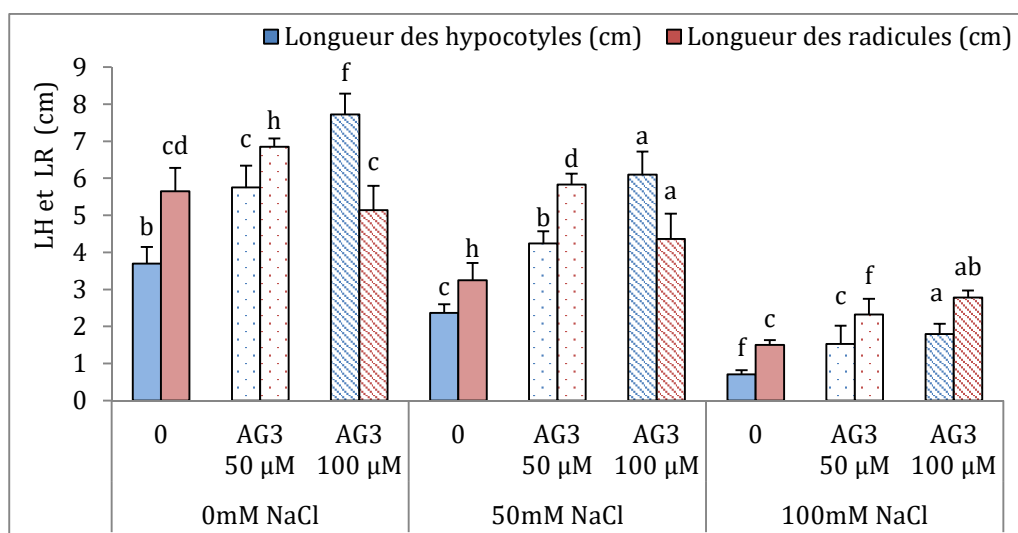


Fig. 9- Effet du NaCl et de l'AG3 sur la longueur des hypocotyles et racines des plantules du gombo âgées de 7 jours.

L'application du prétraitement hormonal à l'AG3 a stimulé l'élongation hypocotylaïre et radicaïre des plantules sous les conditions stressantes. Les résultats les plus significatifs sont enregistrés chez les graines ayant subi 50 mM de NaCl dont les longueurs des axes aériens et souterrains dépassent même celle des témoins (eau distillée). En revanche une légère amélioration dans la croissance des plantules est notée en présence du traitement combiné NaCl (100 mM) /AG3 (tableau 4, annexe II).

b. Poids frais des hypocotyles et racines

L'analyse statistique a révélé que les différents traitements (NaCl ; AG3 ; NaCl/AG3) ont un effet hautement significatif sur le poids frais des deux organes ($p = 0^{**}$, $\alpha < 0.05$) des jeunes plantules (tableau 5, tableau 6, annexe III).

L'analyse statistique révèle une forte corrélation positive entre le traitement hormonal à l'AG3 et PFH. ($r = 0,512$),

En parallèle, une forte corrélation négative est obtenue entre les PFH et PFR et le NaCl ($r = - 0,775$, $r = - 0,919$ respectivement) (tableau 1, annexe IV).

➤ Effet de l'AG3 en absence de NaCl

Les résultats montrent que la présence de l'AG3 semble positivement influencer le poids frais des hypocotyles et racines des plantules. En effet, le PF hypocotylaïre le plus élevé est noté chez les plantules traitées à 100 μM d'AG3 ; alors que les plantules témoins et celles prétraitées à 50 μM d'AG3 enregistrent presque le même poids frais hypocotylaïre

(0,15g). Une légère augmentation dans le pF radiculaire est obtenue chez les plantules traitées à 50 μ M d'AG3 (Fig. 10).

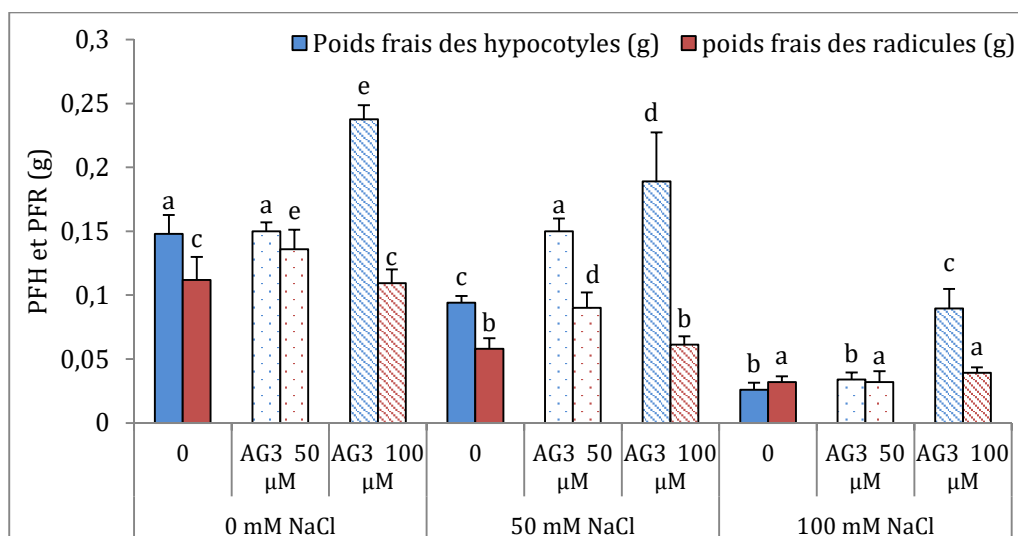


Fig. 10- Effet du NaCl et de l'AG3 sur le poids frais des hypocotyles et racicules des plantules du gombo âgées de 7 jours.

➤ Effet du NaCl seul et en présence d'AG3

Les résultats montrent que la production de biomasse aérienne et racinaire est négativement influencée par la présence du sel dans le milieu d'imbibition.

En effet, à 50 mM de NaCl le PF des hypocotyles et des racicules diminue respectivement de 37% et 48,22% par rapport au témoin (0.14%) (tableau 5, annexe II).

. Par contre une diminution plus marquée des PF hypocotylaires et radiculaires est enregistrée lorsque le NaCl est apporté à 100 mM (82,43% et 71,43% respectivement).

À 50 mM de NaCl, le prétraitement des graines à l'AG3 engendre une augmentation remarquable dans la biomasse aérienne et racinaire ; les résultats les plus significatifs sont enregistrés chez les graines nourries à 100 μ M d'AG3 avec un PF hypocotylaire de 0,1892g et un PF radiculaire de 0,09g en présence de 50 μ M.

Par contre à 100 mM de NaCl le prétraitement hormonal à 50 μ M ne semble pas influencer la production de la biomasse aérienne et racinaire. Une légère augmentation des PF des hypocotyles est observée chez le lot traité à 100 μ M d'AG3.

c. Poids sec des hypocotyles et des racicules

L'analyse statistique révèle que les différents traitements (NaCl ; AG3 ; NaCl/AG3) ont un effet hautement significatif sur le poids sec radiculaire ($p = 0^{**}$, $\alpha < 0.05$) des jeunes

plantules. De plus le NaCl et l'AG3 créent un effet hautement significatif sur le PSH, au contraire leur interaction (AG3/NaCl) ne semble avoir aucun effet significatif le PSH ($p=0,373^{**}$, $\alpha<0.05$) (tableau 7, tableau 8, annexe III).

Une forte corrélation négative est notée entre le PSH, le PSR et le NaCl ($r = -0,659$; $r = -0,721$ respectivement). De même, les résultats indiquent que la corrélation entre le PSR et l'AG3 est négative et significative ($r = -0,350$) ; en revanche, une relation positive entre le traitement hormonal à l'AG3 et le PSH ($r = 0,612$) est enregistrée (tableau 1, annexe IV).

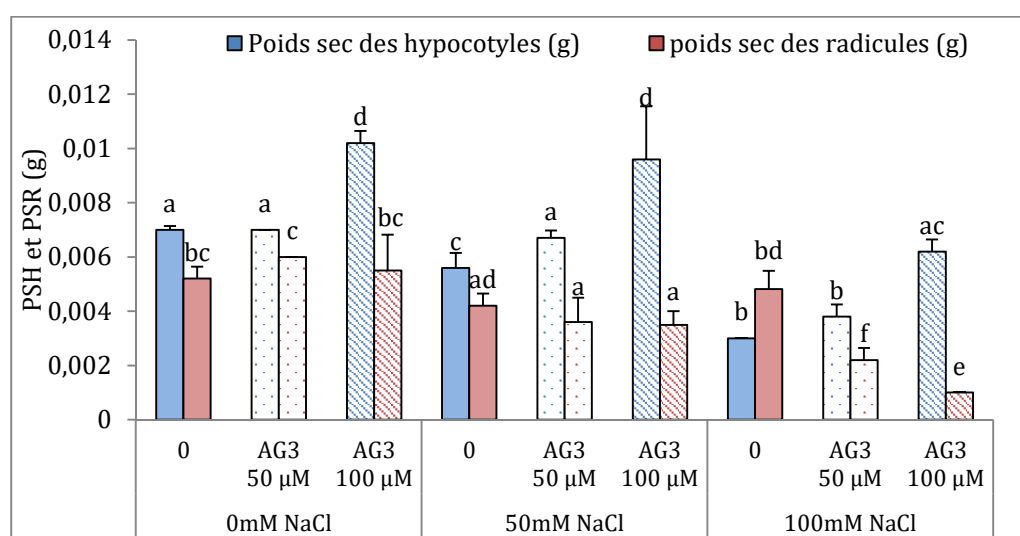


Fig. 11- Effet du NaCl et de l'AG3 sur le poids sec des hypocotyles et racines des plantules du gombo âgées de 7 jours.

➤ Effet des phytohormones en absence de NaCl

La figure 11 montre que le PS des hypocotyles ne varie pas entre les lots témoins et ceux traités à 50 μM d'AG3 (0,007g) alors qu'il augmente jusqu'à 0.01 g lorsque la concentration en AG3 augmente à 100 μM.

En parallèle, le PS racinaire des plantules oscille entre 0.005 et 0.006g.

➤ Effet du NaCl seul et en présence d'AG3

D'après la figure ci-dessus, il en résulte que le stress salin diminue le PS hypocotylaïre et racinaire (Figure 11).

Il faut noter qu'à partir de 100 mM de NaCl, le PS racinaire des plantules est plus élevé par rapport à celui des hypocotyles avec des poids respectifs de 0,0048 g et 0,003 g (tableau 6, annexe II).

À 50 mM de NaCl, le prétraitement des graines à l'AG3 engendre une augmentation remarquable dans la biomasse sèche hypocotylaïre ; les résultats les plus significatifs apparaissent chez les graines nourries à 100 μ M d'AG3 avec un PS hypocotylaïre de 0.096 g. En revanche, cette phytohormone agit en réduisant remarquablement le PS radicaïre des plantules.

Sous 100 mM de NaCl, le prétraitement hormonal à 50 μ M n'a pas d'effet sur la production de la biomasse aérienne et racinaire. Alors qu'en présence de 100 μ M d'AG3, le PS hypocotylaïre des plantules double par rapport au témoin sans hormone (0.006 contre 0.003g).

2. L'acide salicylique (AS)

2.1 Effet de l'AS sur la germination des graines du gombo

a. Précocité de la germination

L'analyse de la variance montre que les différents traitements NaCl, AS et NaCl/AS ont un effet hautement significatif sur la précocité de la germination des graines ($p = 0^{**}$, $\alpha < 0.05$) (tableau 9, annexe III). D'autre part, l'analyse statistique révèle une forte corrélation positive entre le traitement hormonal à l'AS et la précocité de germination ($r = 0,867$) ; par contre une corrélation négative s'est manifestée entre ce paramètre et le NaCl ($r = - 0,398$) (tableau 2, annexe IV).

➤ Effet de l'AS en absence de NaCl

En absence de NaCl, les graines se manifestent le premier jour du semis, soit après 24h, sous tous les traitements. Le taux le plus élevé est noté chez les graines soumises à 200 μ M d'AS, soit un taux de 94 %, suivi de celui des graines traitées à 100 μ M (60%).

➤ Effet du NaCl seul et en présence d'AS

Les résultats illustrés par la figure 12 montrent que la précocité de la germination des graines est vraisemblablement influencée par la salinité. En revanche ce paramètre est positivement influencé par la présence de l'AS dans la solution d'imbibition, ainsi sous 50 mM de NaCl, les graines se manifestent dès le premier jour du semis, avec des taux respectifs de 30% et 88% en présence de 100 et 200 μ M d'AS (tableau 7, annexe II).

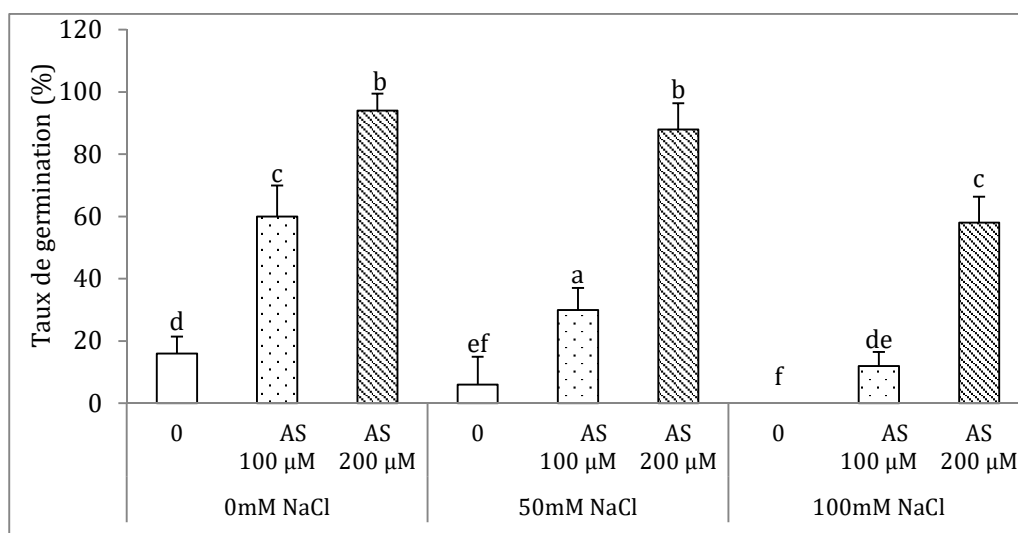


Fig. 12- Effet du NaCl et de l'AS sur la précocité de la germination (après 24 heures) des graines du gombo.

. L'augmentation de la concentration du NaCl à 100 mM, retarde la germination des graines, en effet, les premières graines ne germent que vers le deuxième jour du semis. Par contre sous le traitement combiné NaCl (100 mM) / AS, les graines réagissent à partir du premier jour du semis avec des taux respectifs de 12% et 58 % sous 100 et 200 μM d'AS. (Figure 12).

b. Temps moyen de la germination

Les trois traitements testés ont un effet hautement significatif sur le TMG ($p=0^{**}$, $\alpha < 0.05$) (tableau 10, annexe III). Le test de corrélation révèle l'existence d'une relation négative et étroite entre le TMG et l'AS ($r = -0,726$). Par ailleurs, la relation entre le TMG et le NaCl reste linéaire, ceci se traduit statistiquement par l'existence d'une corrélation positive hautement significative entre les deux variables ($r = 0,619$) (tableau 2, annexe IV).

➤ Effet de l'AS en absence de NaCl

Selon la figure 13, la vitesse de la germination exprimée par le TMG varie avec les traitements ; en effet le TMG le plus court est enregistré chez les graines prétraitées à l'AS à la concentration 200 μM soit de 1,06 jours.

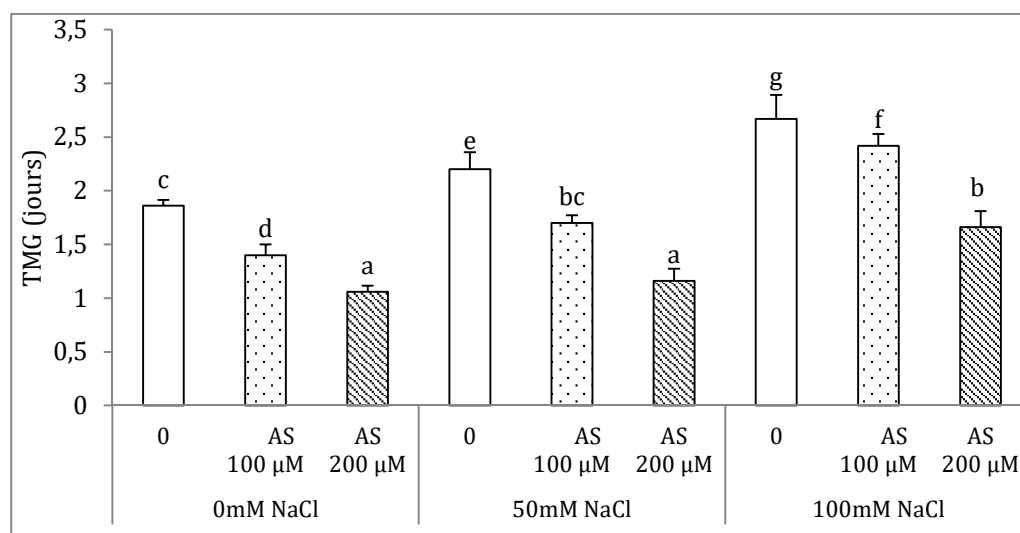


Fig. 13- Effet du NaCl et de l'AS sur le temps moyen de la germination (TMG) des graines du gombo.

➤ Effet du NaCl seul et en présence de l'AS

Les résultats indiquent que le TMG augmente significativement avec la concentration en NaCl du milieu d'imbibition (Figure 13).

Il faut signaler par ailleurs que chez les graines stressées au NaCl, le prétraitement à la solution hormonale diminue le TMG. Les effets les plus marqués sont observés chez les graines recevant 200 μM d'AS sous les deux concentrations salines testées (tableau 8, annexe II).

.C. Cinétique de la germination

La figure 14 montre l'effet des différents traitements sur l'évolution du taux de germination en fonction du temps de l'ensemble des lots d'*Abelmoschus esculentus* (L.). Les courbes de germination permettent de distinguer 3 phases :

Une phase de latence, nécessaire à l'apparition des premières germinations, au cours de laquelle le taux de germination reste faible pour les graines stressées au NaCl seul. La durée de cette phase dépend de la concentration en sel, plus elle est importante plus la durée est importante.

Par ailleurs, cette phase est absente chez les graines recevant 100 et 200 μM d'AS. Dès le premier jour, le taux le plus élevé (94%) est observé chez le lot recevant une concentration de 200 μM d'AS, suivi de celui des graines subissant 100 μM d'AS (60%).

En parallèle, sous le traitement combiné NaCl/AS les germinations se manifestent dès le premier jour du semis notamment sous 200 μM où les taux arrivent à 88 et 58% sous 50 et 100 mM de NaCl.

Une **deuxième phase exponentielle** où l'on assiste à une accélération de la germination. L'évolution de cette dernière se stabilise dès le 2ème jour pour le lot recevant l'AS avec un taux maximal de 100% (tableau 9 annexe II). En parallèle, à 50 mM de NaCl, ce taux n'est obtenu qu'au bout du troisième jour du semis contrairement au lot recevant 50 mM de sel combiné à 100 μM d'AS ou l'on assiste à une germination maximale dès le deuxième jour du semis.

En revanche, les graines traitées au NaCl à 100 mM évoluent lentement jusqu'au 4ème jour pour atteindre un taux de 98%. Ce taux augmente à 100% quand le NaCl est combiné à l'AS.

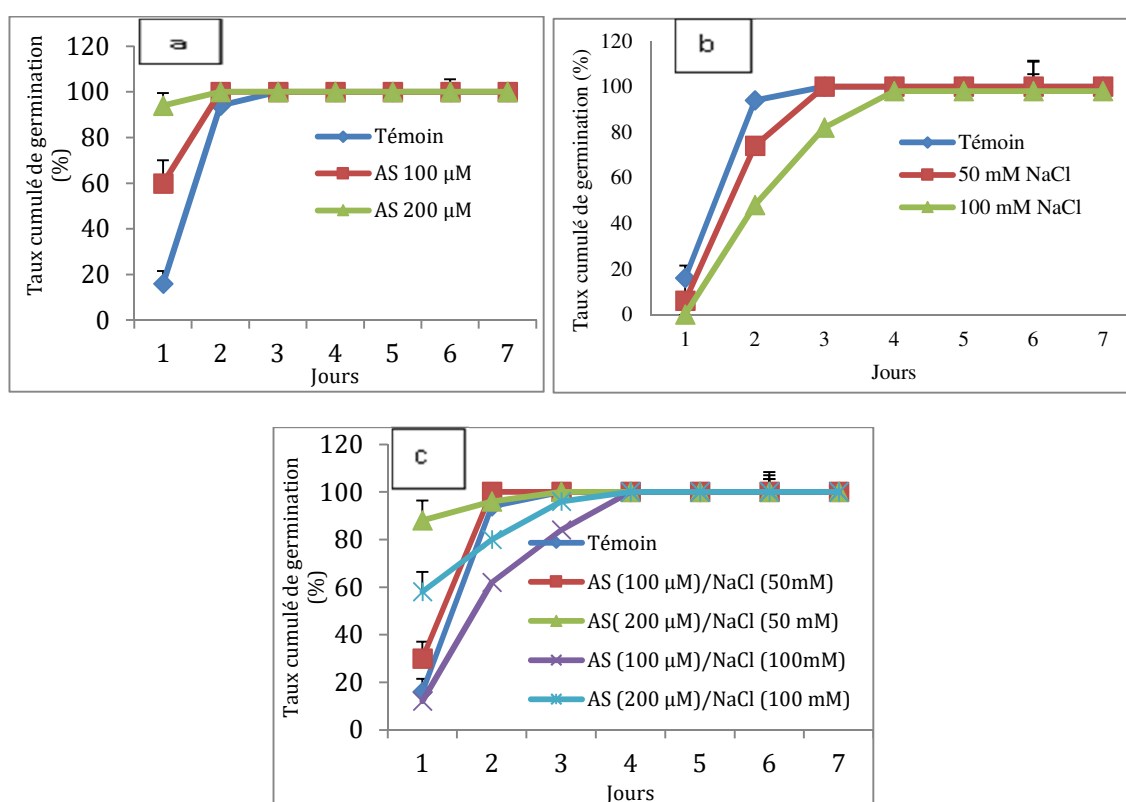


Fig. 14- Effet du NaCl et de l'AS sur la cinétique de germination des graines du gombo.

a. Effet de l'AS seul ; **b.** Effet du NaCl seul ; **c.** Effet combiné NaCl/AS

➤ Une **troisième phase, stationnaire**, caractérisée par un palier indiquant un arrêt de la germination représentant le pourcentage final de la germination et traduisant la capacité germinative de chaque lot et pour chaque traitement. Il faut souligner que le taux

final ne semble pas influencé par les deux concentrations en NaCl testées ; en effet un taux final maximal de 98% et 100% est enregistré dans tous les lots.

2.2.Effet de l'AS sur la croissance des plantules du gombo

a. Longueur des hypocotyles et des racicules

L'analyse de la variance révèle que les différents traitements (NaCl ; AS ; NaCl/AS) ont un effet hautement significatif sur la longueur hypocotylaïre et radiculaire ($p = 0^{**}$, $\alpha < 0.05$) des jeunes plantules (tableau 11, tableau 12, annexe III).

L'analyse statistique montre une corrélation positive entre le traitement hormonal à l'AS et la longueur hypocotylaïre et radiculaire ($r = 0,489763$; $r = 0,155424$ respectivement), par contre une forte corrélation négative est notée entre ce paramètre et le NaCl ($r = -0,802780$; $r = -0,919838$) (tableau 2, annexe IV).

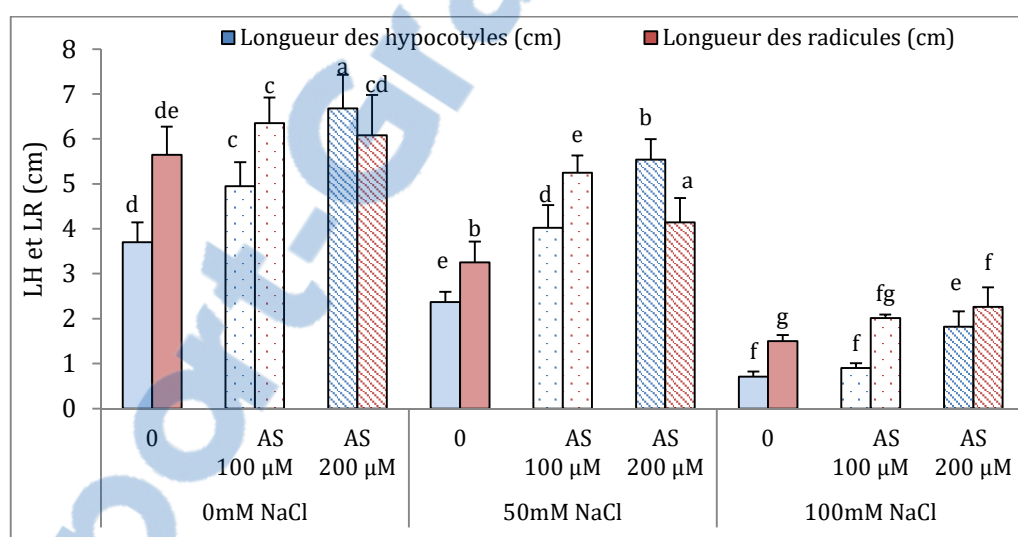


Fig. 15- Effet du NaCl et de l'AS sur la longueur des hypocotyles et racicules des plantules de gombo âgées de 7 jours.

➤ Effet de l'AS en absence de NaCl

Les résultats montrent que les deux concentrations hormonales influent positivement l'élongation des hypocotyles et des racicules des plantules. En effet, l'AS accélère fortement la croissance hypocotylaïre des plantules atteignant 6,68 cm de long sous 200 μM d'AS, en parallèle la longueur radiculaire la plus élevée est notée chez le lot recevant 100 μM d'AS. En revanche le lot témoin affiche une croissance hypocotylaïre et radiculaire moins importante.

➤ Effet du NaCl seul et en présence d'AS

D'après la figure 15, la salinité exerce un effet ralentisseur sur la croissance des plantules du gombo, se traduisant par une diminution de la longueur des hypocotyles et des racicules.

L'application du prétraitement hormonal à l'AS a stimulé l'élongation hypocotylaïre et radriculaire des plantules sous les conditions stressantes. Les résultats les plus significatifs sont enregistrés chez les plantules prétraitées à l'AS 200 μM sous les deux concentrations salines (50 et 100 mM) où la longueur hypocotylaïre double par rapport au lot recevant du NaCl seul (tableau 10, annexe II).

b. Poids frais des hypocotyles et racicules

Les différents traitements NaCl ; AS ; NaCl/AS ont un effet hautement significatif sur le poids frais hypocotylaïre (PSH) et radriculaire (PSR) ($p = 0^{**}$, $\alpha < 0.05$) des plantules de gombo (tableau 13, tableau 14, annexe III).

Le test de corrélation révèle l'existence d'une relation positive entre le traitement hormonal à l'AS et la longueur hypocotylaïre et radriculaire ($r = 0,397$; $r = 0,141$ respectivement), par contre une forte corrélation négative est notée entre ce paramètre et le NaCl ($r = -0,853$; $r = -0,902$ respectivement) (tableau 2, annexe IV).

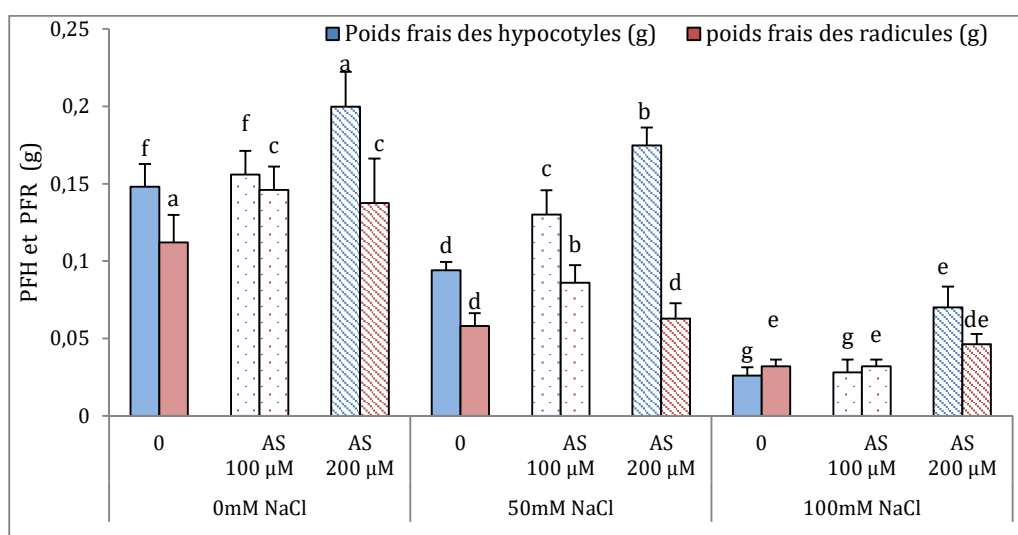


Fig. 16- Effet du NaCl et de l'AS sur le poids frais des hypocotyles et racicules des plantules du gombo âgées de 7 jours.

➤ Effet de l'AS en absence de NaCl

Les résultats illustrés ci-dessus montrent que la présence de l'AS semble positivement influencer le poids frais des hypocotyles et racicules des plantules. En effet,

le PF hypocotylaire le plus élevé est noté chez les plantules traitées à 200 μM d'AS ; alors que les plantules témoins et celles prétraitées à 100 μM d'AS enregistrent presque le même poids frais hypocotylaire (0,15g). Une légère augmentation dans le PF racinaire est obtenue chez les plantules traitées à 100 μM d'AS (Figure 16).

➤ Effet du NaCl seul et en présence d'AS

Les résultats montrent que la production de biomasse aérienne et racinaire est négativement influencée par la présence de sel dans le milieu d'imbibition.

À 50 mM de NaCl, le prétraitement des graines à l'AS engendre une augmentation remarquable dans la biomasse aérienne ; les résultats les plus significatifs sont enregistrés chez les graines nourries à 200 μM d'AS avec un PF hypocotylaire de 0,174 g (tableau 11, annexe II). Par contre à 100 mM de NaCl le prétraitement hormonal à 100 μM ne semble pas influencer la production de la biomasse aérienne et racinaire. En revanche, apporté à 200 μM , l'AS améliore significativement le PF des hypocotyles et racicules des plantules de gombo.

f. Poids sec des hypocotyles et des racicules

L'analyse statistique révèle que les différents traitements (NaCl ; AS ; NaCl/AS) ont un effet hautement significatif sur le PSH et le PSR ($p = 0^{**}$, $\alpha < 0.05$) des jeunes plantules (tableau 15, tableau 16, annexe III).

D'autre part, l'analyse statistique révèle une corrélation positive entre le traitement hormonal à l'AS et le poids sec hypocotylaire et racinaire ($r = 0,47$; $r = 0,027$ respectivement), par contre une forte corrélation négative est notée entre ce paramètre et le NaCl ($r = -0,707$; $r = -0,738$) (tableau 2, annexe IV).

➤ Effet des phytohormones en absence de NaCl

La figure 17 montre que le PS des hypocotyles diminue sensiblement chez le lot prétraité à 100 μM d'AS (0,0064g) par rapport au lot témoin alors qu'il augmente significativement lorsque la concentration en AS double. En parallèle, ce traitement hormonal semble positivement influencer le PSR.

➤ Effet du NaCl seul et en présence d'AS

D'après les résultats illustrés par la Figure 17, il en résulte que le stress salin diminue le PS hypocotylaire et racinaire.



À 50 mM de NaCl, le prétraitement des graines à l'AS engendre une augmentation remarquable dans la biomasse sèche hypocotylaïre ; les résultats les plus significatifs apparaissent chez les graines nourries à 200 μ M d'AS avec un PS hypocotylaïre de 0.082g.

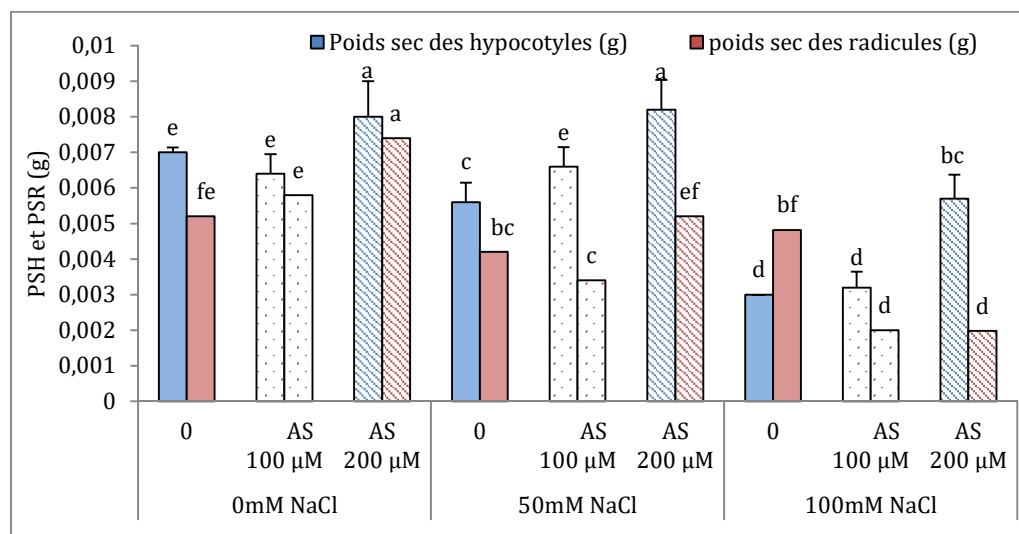


Fig. 17- Effet du NaCl et de l'AS sur le poids sec des hypocotyles et racines des plantules du gombo âgées de 7 jours.

En revanche, cette phytohormone agit en réduisant remarquablement le PSR des plantules notamment sous 100 mM de NaCl. Sous cette même concentration saline, le prétraitement hormonal à 100 μ M n'a pas d'effet sur la production de la biomasse aérienne et racinaire. Alors qu'en présence de 200 μ M d'AS, le PSH des plantules double par rapport au témoin sans hormone (tableau 12, annexe II).

3. La Kinétine (Kn)

3.1 Effet de la Kn sur la germination des graines du gombo

a. Précocité de la germination

L'analyse de la variance montre que la kinétine, et le NaCl et l'effet combiné Kn/NaCl ont un effet hautement significatif sur la précocité de germination ($p=0^{**}$, $\alpha < 0.05$) (tableau 17, annexe III).

. L'analyse statistique révèle une forte corrélation positive entre le traitement hormonal à la kinétine et la précocité de germination ($r= 0,951$) ; par contre une corrélation négative s'est manifestée entre ce paramètre et le sel ($r= - 0,157$) (tableau 3, annexe IV).

➤ Effet de la Kn en absence de NaCl

En absence de NaCl, les graines se manifestent le premier jour du semis, soit après 24h, sous tous les traitements. Les taux le plus élevés sont enregistrés chez les graines prétraitées à la kinétine, en effet, sous 75 et 100 μM de Kn, le taux des premières graines germées atteint 92 et 96 % respectivement.

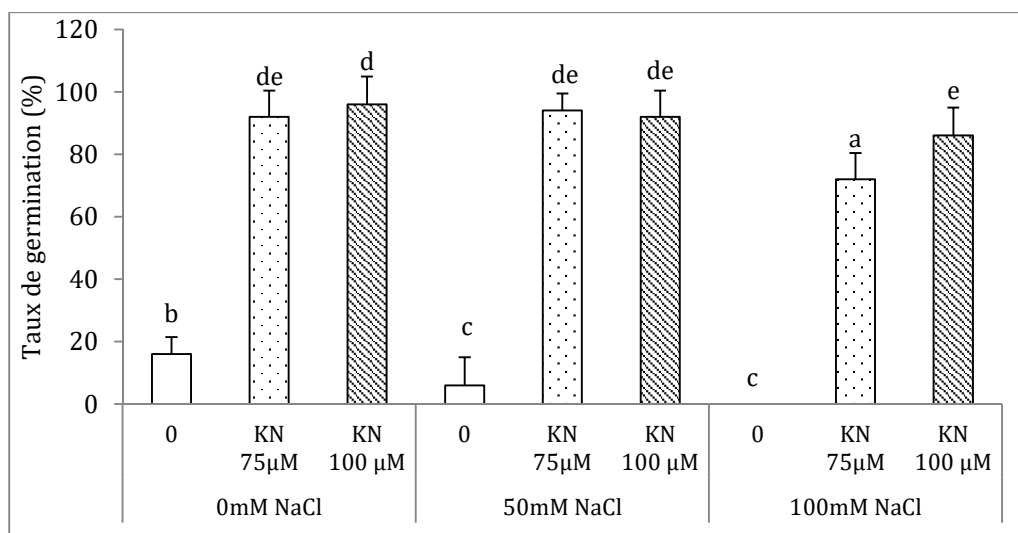


Fig. 18- Effet du NaCl et de la Kn sur la précocité de la germination (après 24 heures) des graines du gombo.

➤ Effet du NaCl seul et en présence de Kn

Les résultats indiquent que la précocité de la germination des graines est négativement influencée par la salinité. En revanche ce paramètre est positivement influencé par la présence de la kinétine dans la solution d'imbibition, ainsi sous 50 mM de NaCl, les graines se manifestent dès le premier jour du semis, avec des taux relativement élevés en présence de 75 et 100 μM de Kn. L'augmentation de la concentration du NaCl à 100 mM, retarde la germination des graines, en effet, les premières graines ne germent qu'à partir du deuxième jour du semis (tableau 13, annexe II).

Par contre sous le traitement combiné NaCl (100 mM) / Kn, les graines réagissent à partir du premier jour du semis avec des taux respectifs de 72% et 86 % sous 75 et 100 μM de Kn. (Figure 18)

c. Temps moyen de la germination

Le sel a un effet hautement significatif sur le TMG ($p = 0^{**}$, $\alpha < 0.05$) ((tableau 18, annexe III). Les résultats montrent que la corrélation entre ces deux facteurs est positive ($r = 0,265$).

L'effet Kinétine et son interaction avec le NaCl est significatif sur le TMG ($p = 0^{**}$, $\alpha < 0.05$), les résultats indiquent une relation inversement proportionnelle entre la Kn et le TMG ($r = -0,89$) (tableau 3, annexe IV).

➤ Effet de la Kn en absence de NaCl

Selon la figure 19, la vitesse de la germination exprimée par le TMG est positivement influencée par le traitement hormonal testé ; en effet les TMG les plus courts sont enregistrés chez les graines prétraitées à la Kn sous les deux concentrations (75 et 100 μM) soit 1,1 et 1,04 jours respectivement (tableau 14, annexe II).

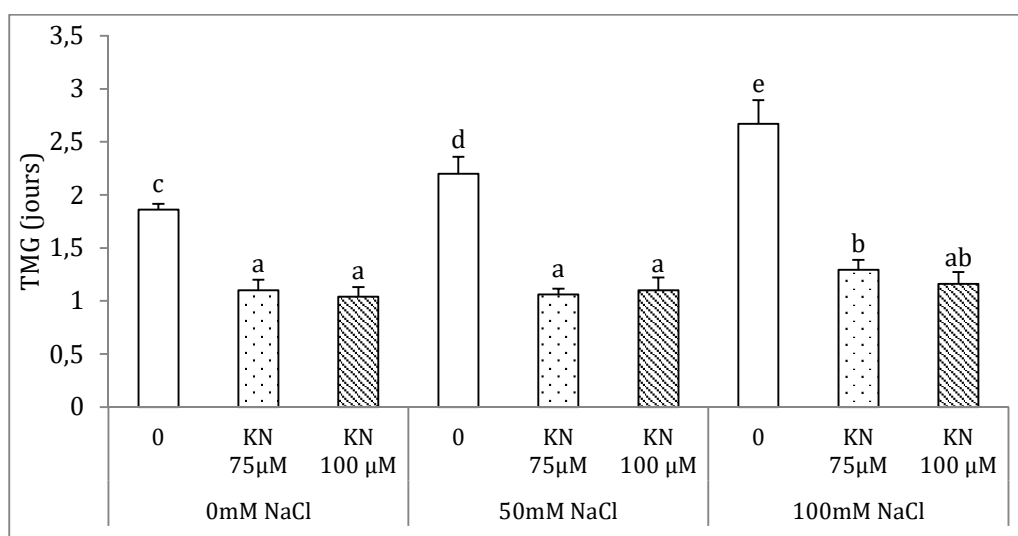


Fig. 19- Effet du NaCl et de la Kn sur le temps moyen de la germination (TMG) des graines du gombo.

➤ Effet du NaCl seul et en présence de Kn

D'après les résultats obtenus il faut noter que TMG augmente significativement avec la concentration en NaCl (figure 19). Par ailleurs, le prétraitement à la solution hormonale combinée au NaCl diminue ce paramètre de moitié.

C. Cinétique de la germination

La figure 20 présente l'évolution de la germination des graines du gombo en fonction du temps pour l'ensemble des traitements.

L'analyse des courbes de germination montre l'existence de trois phases :

➤ **Une première phase de latence** de très courte durée, nécessaire à l'apparition des premières germinations, au cours de laquelle très peu de graines germent

en présence du NaCl. A 50 mM de NaCl seulement 6% germent alors que ce taux arrive jusqu'à 16% pour les graines témoins.

Les graines exposées au NaCl à 100 mM ne se manifestent qu'au bout du deuxième jour du semis avec un taux de 48%.

Il faut remarquer par ailleurs que cette phase est absente chez les graines recevant 75 et 100 μM de Kn. Dès le premier jour, le taux le plus élevé (96%) est observé chez le lot recevant une concentration de 100 μM de Kn, suivi de celui des graines arrosées à 75 μM de Kn (92%).

En présence de l'interaction NaCl/Kn, les germinations se manifestent dès le premier jour du semis notamment sous 50 mM de NaCl où les taux arrivent à 92 et 94% sous 100 et 75 μM de Kn.

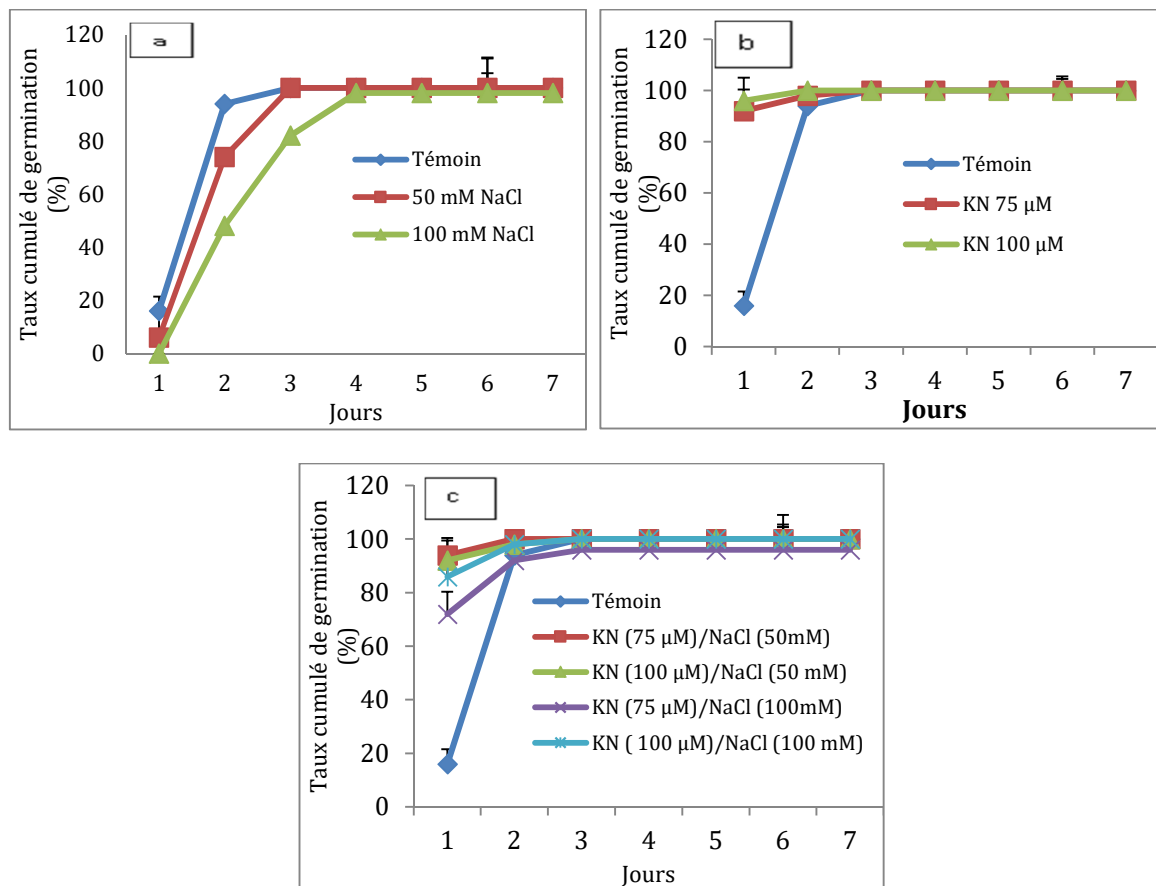


Fig. 20- Effet du NaCl et de la Kn sur la cinétique de germination des graines du gombo.

a. Effet de la Kn seule ; **b.** Effet du NaCl seul ; **c.** Effet combiné NaCl/Kn

➤ **Une deuxième phase exponentielle** où l'on assiste à une accélération de la germination. L'évolution de cette dernière se stabilise dès le 2ème jour pour le lot recevant 100 μM de Kn et 75 μM combiné à 50mM de NaCl avec un taux maximal de 100%. En

parallèle, les graines témoins et les graines recevant prétraitées à la kinétine achèvent leur germination au bout du 3^{ème} jour du semis.

En revanche, les graines traitées au NaCl à 100 mM évoluent lentement jusqu'au 4^{ème} jour pour atteindre un taux de 98%. Ce taux augmente à 100% quand le NaCl est combiné à la Kn à 100 μ M (tableau 15, annexe II).

➤ **Une troisième phase** caractérisée par un palier indiquant un arrêt de la germination représentant le pourcentage final de la germination et traduisant la capacité germinative de chaque lot et pour chaque traitement. Il faut souligner que le taux final ne semble pas influencé par les deux concentrations en NaCl testées ; en effet un taux final maximal entre 96 et 100% est enregistré dans tous les lots.

Il faut souligner que l'expérimentation a été prolongée jusqu'au 14^{ème} jour après le semis mais aucun changement dans le taux de germination n'a été observé.

3.2.Effet de la Kn sur la croissance des plantules du gombo.

a. Longueur des hypocotyles et des racicules

L'analyse de la variance révèle que le NaCl a un effet hautement significatif sur la longueur hypocotylaïre et radiculaire ($p = 0^{**}$, $\alpha < 0.05$) des jeunes plantules. En revanche le traitement hormonal à la Kn seule ou combinée au NaCl ne présente aucun effet significatif sur la croissance radiculaire contrairement à son effet sur la croissance hypocotylaïre (tableau 19, tableau 20 annexe III).

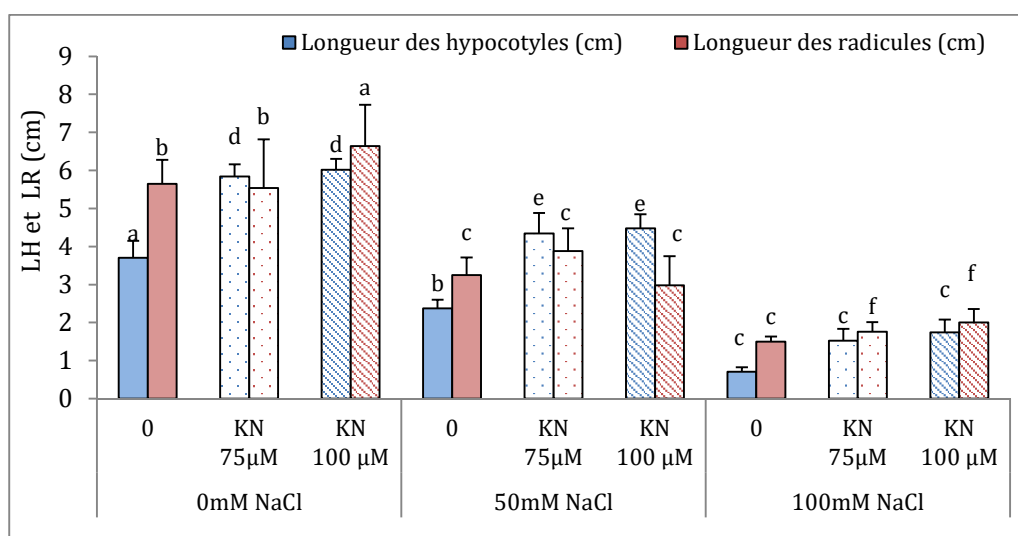


Fig. 21- Effet du NaCl et de la Kn sur la longueur des hypocotyles et racicules des plantules de gombo âgées de 7 jours.

L'analyse statistique montre une corrélation positive entre le traitement hormonal à la Kn et la longueur hypocotylaïre et radicaïre ($r = 0,440$; $r = 0,088$ respectivement), par contre une forte corrélation négative est notée entre ces deux paramètres respectifs et le NaCl ($r = -0,857$; $r = -0,911$) (tableau 3, annexe IV).

➤ Effet de la Kn en absence de NaCl

Les résultats montrent que les deux concentrations hormonales influent positivement l'élongation des hypocotyles et des radicules des plantules. En effet, la kinétine accélère fortement la croissance hypocotylaïre et radicaïre des plantules atteignant des longueurs respectives de 6,02 cm 6,64 cm sous 100 μM de Kn. En revanche le lot témoin affiche une croissance hypocotylaïre et radicaïre moins importante (tableau 16, annexe II).

➤ Effet du NaCl seul et en présence de Kn

D'après la figure 21, il faut noter que le NaCl exerce un effet négatif sur la croissance des plantules du gombo, se traduisant par une diminution de la longueur des hypocotyles et des radicules.

Le prétraitement hormonal à la kinétine a stimulé l'élongation hypocotylaïre et radicaïre des plantules sous les conditions stressantes. Les résultats les plus significatifs sont enregistrés chez les plantules prétraitées à la Kn 75 μM sous 50 mM de NaCl et à la Kn 100 μM sous 100 mM de NaCl.

b. Poids frais des hypocotyles et radicules

L'analyse de la variance révèle que le NaCl a un effet significatif sur le poids frais hypocotylaïre (PFH) et radicaïre (PFR) ($p = 0^{**}$, $\alpha < 0.05$) des jeunes plantules. En revanche le traitement hormonal à la Kn seule ou combinée au NaCl ne présente aucun effet significatif sur le PFR contrairement à son effet sur le PFH (tableau 21, tableau 22 annexe III).

Une forte corrélation négative est notée entre le PFH, le PFR et le NaCl ($r = -0,835$; $r = -0,918$ respectivement). De même, les résultats indiquent l'absence de corrélation entre le PFR et la Kn ($r = -0,034$) ; en revanche, une relation positive entre le traitement hormonal à la Kn et le PFH ($r = 0,395$) est enregistrée (tableau 3, annexe IV).

➤ Effet de la Kn en absence de NaCl

Les résultats montrent que la présence de la Kn semble positivement influencer le poids frais des hypocotyles des plantules. En effet, le PF hypocotylaïre le plus élevé est

noté chez les plantules traitées à 75 μM de Kn suivie de celui des graines recevant 100 μM de Kn (0,2 et 0,18 g respectivement) contre 0,14g chez les graines témoins (tableau 17, annexe II). Il faut noter que le PFR ne semble pas s'influencer par la présence de cette phytohormone dans le milieu d'imbibition (Figure 22).

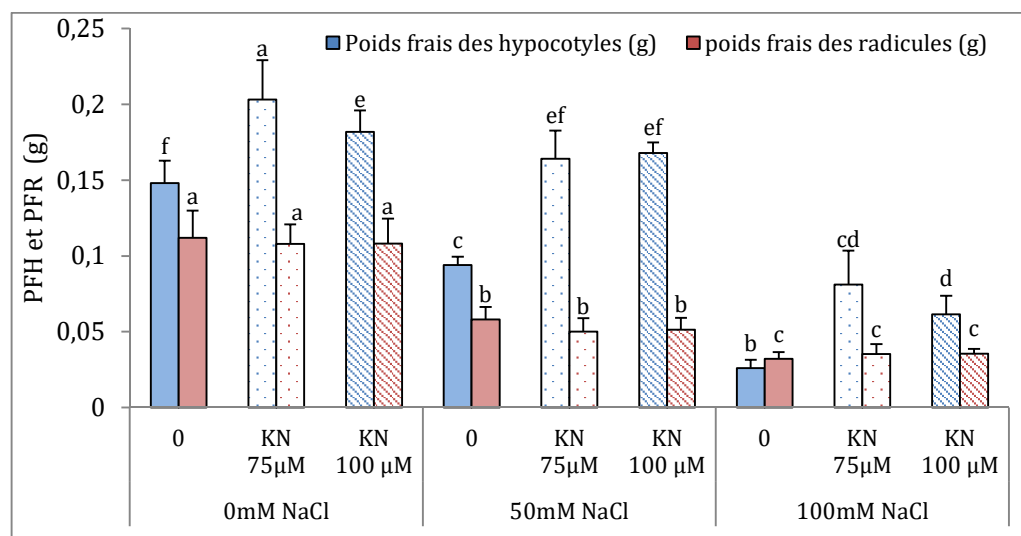


Fig. 22- Effet du NaCl et de la Kn sur le poids frais des hypocotyles et racicules des plantules du gombo âgées de 7 jours.

➤ Effet du NaCl seul et en présence de phytohormones

Les résultats montrent que la production de biomasse aérienne et racinaire est négativement influencée par la présence du sel dans le milieu d'imbibition.

Sous stress salin, le prétraitement des graines à la Kn engendre une nette augmentation dans la biomasse aérienne arrivant à 0,168 g de matière fraîche sous 50 mM de NaCl et à 0,081 g sous 100 mM de NaCl comparant au lot non traité. Il faut remarquer par ailleurs que la présence de cette phytohormone dans le milieu salin ne semble pas améliorer la biomasse fraîche racinaire, en effet le PFR reste stable.

b. Poids sec des hypocotyles et des racicules

L'analyse statistique révèle que les différents traitements (NaCl ; Kn ; NaCl/Kn) ont un effet hautement significatif sur le poids sec racinaire ($p = 0^{**}$, $\alpha < 0.05$) des jeunes plantules. De plus le NaCl et la Kn créent un effet hautement significatif sur le PSH, au contraire leur interaction (Kn/NaCl) ne semble avoir aucun effet significatif sur le PSH ($p = 0,561^{**}$, $\alpha < 0.05$) (tableau 23, tableau 24 annexe III).

Une forte corrélation négative est notée entre le PSH, le PSR et le NaCl ($r = -0,700$; $r = -0,676$ respectivement). De même, les résultats indiquent que la corrélation

entre le PSR et la Kn est négative et significative ($r = -0,279$) ; en revanche, une relation positive entre le traitement hormonal à la Kn et le PSH ($r = 0,315$) est enregistrée (tableau 3, annexe IV).

➤ Effet des phytohormones en absence de NaCl

Les résultats illustrés ci-dessous montrent que la présence de la Kn semble positivement influencer le poids frais des hypocotyles et racicules des plantules. En effet, le PS hypocotylaïre le plus élevé est noté chez les plantules traitées à 75 μM de Kn soit un Ps de 0,01 g, par contre sous 100 μM de Kn un PSR augmente à 0,0068 g (tableau 18, annexe II). En absence de phytohormone, les plantules témoins affichent les PSH et PSR les moins importants.

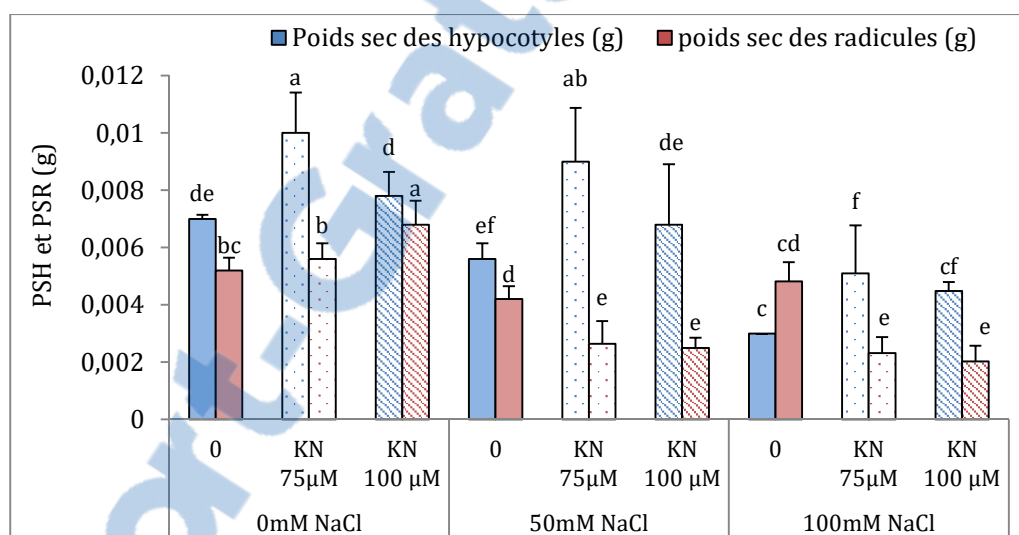


Fig. 23 - Effet du NaCl et de la Kn sur le poids sec des hypocotyles et racicules des plantules du gombo âgées de 7 jours.

➤ Effet du NaCl seul et en présence d'AS

D'après la figure 23, il résulte que le stress salin diminue le PS hypocotylaïre et radicaïre.

Sous l'effet du NaCl, le prétraitement des graines la Kn engendre une augmentation remarquable dans la biomasse sèche hypocotylaïre notamment sous 75 μM de Kn. En revanche, cette phytohormone agit en réduisant remarquablement le PSR des plantules notamment sous 100 mM de NaCl où le PSR des plantules diminue de moitié sous les deux concentrations hormonales testées.

4 - Effet interactif hormonal AG3/AS, AG3/Kn, Kn/AS, AG3/AS/Kn sur la germination des graines sous contrainte NaCl.

a. Précocité de la germination

L'analyse statistique révèle que les différents traitements NaCl, AG3/AS, Kn/AS, AG3/AS/Kn ont un effet hautement significatif sur la précocité de germination des graines ($p = 0^{**}$, $\alpha < 0.05$). Au contraire, l'interaction de ces différentes combinaisons hormonales associées au NaCl n'a aucun effet significatif sur ce paramètre.

Le test de corrélation de Pearson révèle l'existence d'une relation négative et étroite entre le NaCl et la précocité ($r = -0,316$) (tableau 4, annexe IV). Par ailleurs, la relation entre ce paramètre et les combinaisons hormonales reste linéaire, ceci se traduit par l'existence d'une corrélation positive hautement significative entre les différentes variables.

➤ Effet des phytohormones en absence de NaCl

En absence de NaCl, les résultats indiquent que les graines se manifestent dès le premier jour du semis, soit après 24h, sous tous les traitements. En effet, des taux maximaux allant de 92 à 98% sont enregistrés sous les différentes interactions hormonales. Par contre, chez les graines témoins, le taux des premières graines germées n'a atteint que 16% de germination.

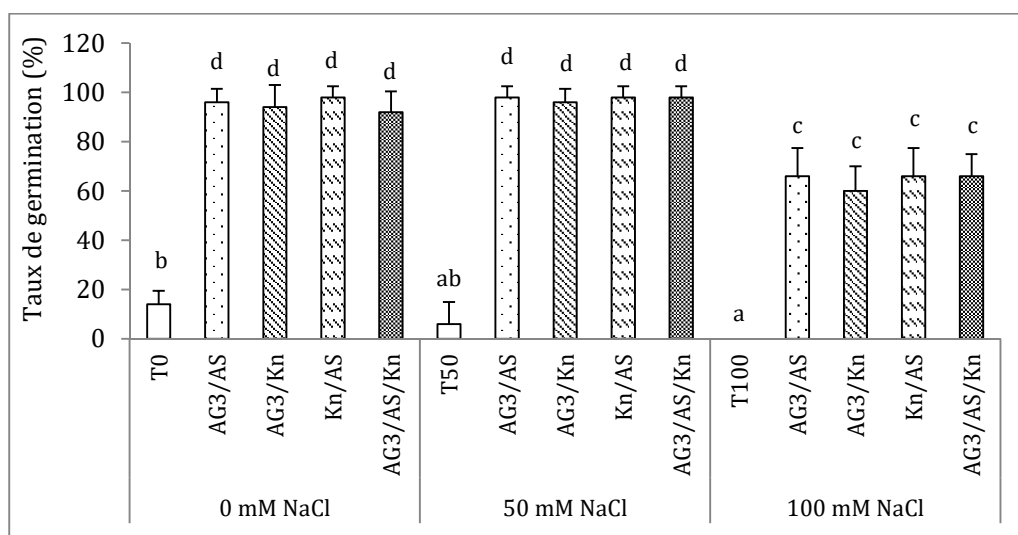


Fig. 24 - Effet combiné du NaCl et des phytohormones sur la précocité de la germination après 24 heures du semis jusqu'aux premières graines germées.

➤ Effet du NaCl seul et en présence de phytohormones

Il faut remarquer que la précocité de la germination des graines est vraisemblablement influencée par la salinité (Figure 24). En effet, à 50 mM de NaCl, les premières graines démarrent leur germination avec un taux relativement faible soit de 6%; par contre sous le milieu hormonal, ce taux s'élève à 98% en présence des combinaisons AG3/AS ; Kn/AS et AG3/Kn/AS. En revanche, il faut remarquer qu'avec l'augmentation de la concentration du NaCl à 100 mM, la germination est retardée de deux jours à partir du semis. Sous cette concentration saline combinée aux phytohormones, les graines réagissent dès le premier jour du semis avec des taux allant jusqu'à 66 % (tableau 21, annexe II)

b. Temps moyen de la germination (TMG)

L'analyse de la variance montre que les trois traitements hormonaux (AG3/AS, AS/Kn, AG3/AS/Kn) ont un effet significatif sur le TMG ($p = 0^{**}$, $\alpha < 0.05$). En revanche, il faut noter que le traitement salin au NaCl et le traitement hormonal AG3/Kn ne semblent pas avoir un effet significatif sur le TMG ($p = 0,07$; $p = 0,08$, $\alpha < 0.05$). L'interaction des différentes combinaisons hormonales avec le NaCl ne montre aucun effet significatif sur le TMG des graines de gombo.

L'analyse de la corrélation montre l'existence d'une relation inversement proportionnelle entre les différentes combinaisons hormonales et le TMG. En effet, les traitements hormonaux diminuent le temps moyen de germination des graines ce qui provoque une levée de dormance possible.

Par ailleurs, la relation entre ce paramètre et le sel reste linéaire, ceci se traduit statistiquement par l'existence d'une corrélation positive significative entre ces deux variables ($r = 0,322$) (tableau 4, annexe IV).

➤ Effet des phytohormones en absence de NaCl

La figure 25, montre que la vitesse de la germination exprimée par le TMG est positivement influencée par les prétraitements hormonaux ; en effet des TMG très proches sont enregistrés sous les différents traitements soit de 1,02 jour. Chez les graines témoins le TMG arrive à 1,86 jour (tableau 22, annexe II).

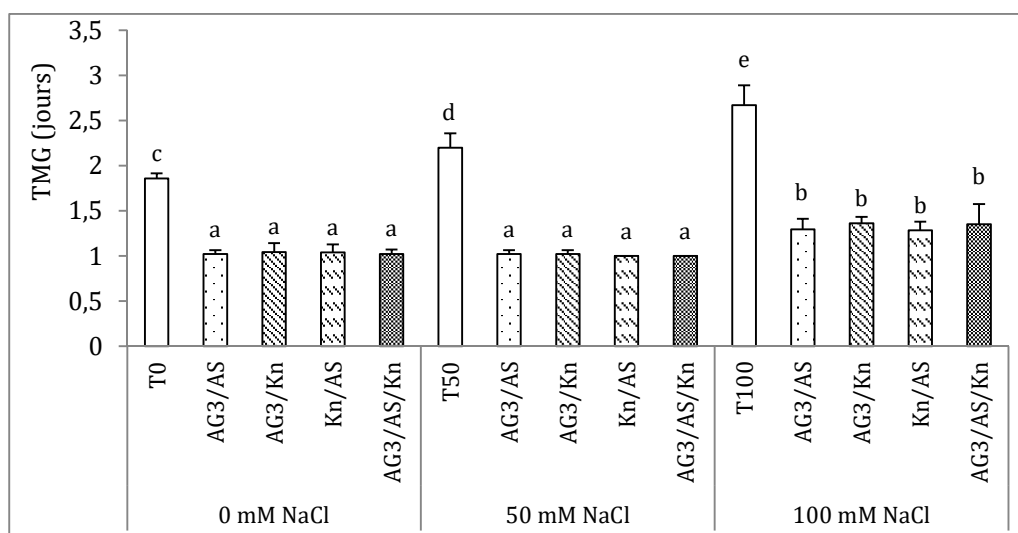


Fig. 25- Effet combiné de la salinité (NaCl) et des phytohormones sur le temps moyen de la germination (TMG) des graines du gombo.

➤ Effet du NaCl seul et en présence de phytohormones

Selon les résultats, le TMG augmente significativement avec la concentration en NaCl du milieu d'imbibition. Ce temps de germination devient plus lent pour les graines recevant la forte concentration en NaCl (2.67 jours) (Figure 25).

Il faut signaler par ailleurs que le prétraitement des graines aux différentes interactions hormonales accentue leur vitesse de germination sous l'effet combiné au NaCl. En effet, l'apport hormonal diminue le TMG des graines de moitié sous les 50 et 100 mM NaCl. Il faut souligner que l'effet le plus marqué apparaît sous l'interaction AS/Kn.

4.1. Effet de l'AG3, l'AS et la Kn sur la croissance des plantules du gombo sous contrainte saline.

a. Longueur des hypocotyles (LH) et des racicules (LR).

L'analyse de la variance révèle que les deux traitements (AG3/AS ; NaCl/AG3/AS) ont un effet hautement significatif sur la longueur hypocotylaïre et radicaïre ($p = 0^{**}$, $\alpha < 0.05$) des jeunes plantules. En revanche, les traitements hormonaux (AG3/Kn, AS/Kn, AG3/AS/Kn) seuls ou combinés au NaCl ne semble avoir aucun effet significatif sur la longueur hypocotylaïre des plantules. En parallèle, les combinaisons hormonales AG3/AS, AG3/Kn, AS/Kn présentent un effet hautement significatif sur la longueur radicaïre ($p = 0^{**}$, $\alpha < 0.05$) des plantules ; par contre aucun effet significatif n'est enregistré lorsque ces hormones sont combinées au NaCl.

Il faut noter que le NaCl montre un effet hautement significatif sur la croissance hypocotylaïre et radiculaire des plantules de gombo ($p = 0^{**}$, $\alpha < 0.05$).

Le test de corrélation de Pearson révèle une forte corrélation négative entre la LH, la LR et le NaCl ($r = -0,835$; $r = -0,930$ respectivement) (tableau 4, annexe IV). De même, les résultats indiquent que la corrélation entre la LR et les deux traitements hormonaux AG3/Kn et AG3/AS/Kn est faible ($r = -0,093$; $r = -0,056$ respectivement). En revanche, une relation faiblement positive entre les traitements hormonaux à l'AG3/AS ; l'AS/Kn et la LR est enregistrée ($r = 0,181$; $r = 0,086$).

En parallèle, une corrélation positive directement proportionnelle est notée entre la longueur hypocotylaïre et les différents traitements hormonaux.

➤ Effet des phytohormones en absence de NaCl

La figure 26 montre que les combinaisons hormonales testées ont un effet positif sur la croissance des hypocotyles et des racines des plantules. Les effets les plus significatifs sont enregistrés chez plantules ayant subi le traitement combiné AG3/AS où les longueurs hypocotylaïres et radiculaires atteignent 6,3 et 5,94 cm respectivement suivies par celles prétraitées au AS/Kn. En revanche le lot témoin affiche une croissance hypocotylaïre et radiculaire moins importante.

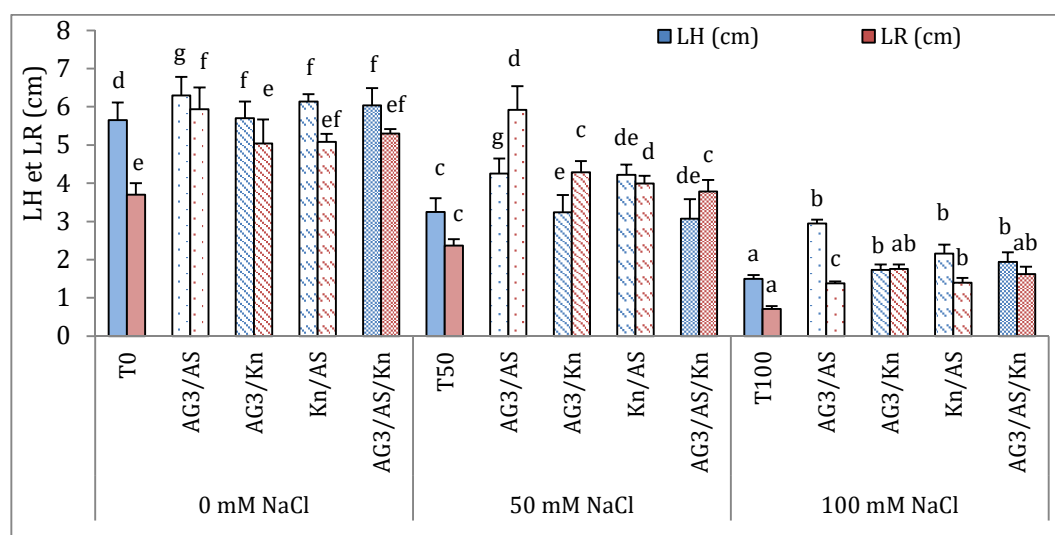


Fig. 26-Effet combiné de la salinité (NaCl) et des phytohormones sur la longueur des hypocotyles et racines des plantules du gombo âgées de 7 jours.

➤ Effet du NaCl seul et en présence de phytohormones

Les résultats obtenus montrent que la salinité exerce un effet ralentisseur sur la croissance des plantules du gombo, se traduisant par une diminution de la longueur des hypocotyles et des racicules avec l'augmentation de la concentration en NaCl.

À 50 mM de NaCl, les prétraitements hormonaux AG3/AS, KN/AS ont stimulé l'élongation hypocotylaïre et radiculaire des plantules. Les résultats les plus significatifs sont enregistrés chez les graines recevant le traitement AG3/AS dont les longueurs des axes aériens et souterrains arrivent à 4,25 et 5,92 cm (tableau 26, annexe II). En revanche les prétraitements AG3/Kn et AG3/AS/Kn ne semblent pas avoir d'effet sur la longueur hypocotylaïre. À 100 mM les prétraitements hormonaux influent positivement la croissance hypocotylaïre et radiculaire des plantules.

b. Poids frais des hypocotyles (PFH) et racicules (PFR)

L'analyse de la variance montre que le NaCl a un effet hautement significatif sur le poids frais hypocotylaïre et radiculaire des plantules de gombo ($p = 0^{**}$, $\alpha < 0.05$). De même, les deux traitements (AG3/AS ; NaCl/AG3/AS) montrent un effet hautement significatif sur le PFH ($p = 0^{**}$, $\alpha < 0.05$) contrairement au PFR des jeunes plantules. En revanche les traitements hormonaux (AG3/Kn, AS/Kn, AG3/AS/Kn) seuls ou combinés au NaCl ne semblent avoir aucun effet significatif sur ces PFH et PFR des plantules.

Le test de corrélation de Pearson révèle une forte corrélation négative entre les PFH et PFR des plantules et le traitement salin au NaCl ($r = -0,716$; $r = -0,906$ respectivement) (tableau 4, annexe IV). En revanche, les résultats indiquent que la corrélation entre le PFH et les traitements hormonaux est positive et significative.

En parallèle, une corrélation inversement proportionnelle est notée entre le PFR et les traitements hormonaux AG3/AS ; AS/Kn et AG3/Kn. Par ailleurs, une faible relation positive entre le traitement hormonal AG3/AS/Kn et la PFR est enregistrée ($r = 0,031$) (tableau 7, annexe IV).

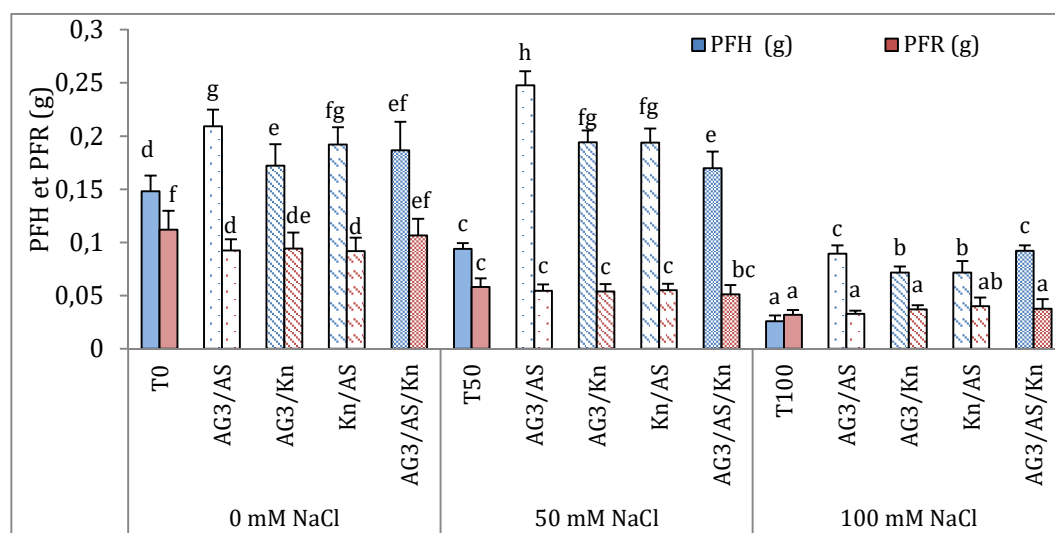


Fig. 27- Effet combiné de la salinité (NaCl) et des phytohormones sur le poids frais des hypocotyles et racicules des plantules du gombo âgées de 7 jours.

➤ Effet des phytohormones en absence de NaCl

La figure 27 montre que les combinaisons hormonales ont un effet positif sur la biomasse aérienne des plantules. Les PFH les plus élevés sont enregistrées chez les plantules ayant subi le traitement combiné AG3/AS soit de 0,21g suivis par ceux des plantules prétraitées au AS/Kn. Par ailleurs, il faut noter que les traitements hormonaux n'ont pas d'effet sur le PFR des plantules.

➤ Effet du NaCl seul et en présence de phytohormones

D'après les résultats, la production de biomasse aérienne et racinaire est négativement influencée par la présence du sel dans le milieu d'imbibition.

Sous stress salin, le prétraitement des graines à différentes interactions hormonales engendre une augmentation remarquable dans la biomasse aérienne ; les résultats les plus significatifs sont enregistrés chez les graines nourries à l'AG3 combiné à l'AS avec un PFH de 0,247 g sous 50 mM de NaCl (tableau 29, annexe II).

En revanche, sous stress salin, aucune amélioration dans la biomasse racinaire n'est observée sous les différentes combinaisons hormonales.

Poids sec des hypocotyles (PSH) et racicules (PSR)

L'analyse statistique révèle que le NaCl a un effet hautement significatif sur le PSH et le PSR ($p = 0^{**}$, $\alpha < 0.05$) des jeunes plantules de gombo.

Les deux traitements hormonaux AG3/AS et AG3/Kn montrent également un effet hautement significatif sur le PSH des plantules ($p = 0^{**}$, $\alpha < 0.05$). En revanche aucun

effet significatif n'est enregistré chez les plantules traitées à l'AS/Kn et AG3/AS/Kn sur les PSH et PSR des plantules ($p = 0,194$; $p = 0,637$, $\alpha < 0.05$).

Par ailleurs, il faut signaler que le traitement combiné hormones / NaCl ne semble avoir aucun effet significatif sur les PSH et PSR des plantules de gombo sauf le traitement AG3/AS X NaCl qui enregistre une relation significative avec le PSR ($p=0,04$, $\alpha<0.05$).

Une forte corrélation négative entre les PSH et PSR des plantules et le traitement salin ($r = - 0,776$, $r = - 0,719$ respectivement) est enregistrée (tableau 4, annexe IV).

Les résultats montrent également que la corrélation entre le PSR et les traitements hormonaux est faiblement négative.

En parallèle, une corrélation inversement proportionnelle est notée entre le PSH et les traitements hormonaux AG3/Kn, AG3/AS/Kn. Par ailleurs, une relation positive entre les traitements hormonaux AG3/AS, AS/kn et la PSH est enregistrée.

➤ Effet des phytohormones en absence de NaCl

Les résultats montrent que les combinaisons hormonales testées ont un effet positif sur le PSH des plantules de gombo. En effet, les PSH les plus élevés sont enregistrées chez plantules ayant subi le traitement combiné AG3/AS soit de 0,0097 g suivies par celles prétraitées au couple AS/Kn. Par ailleurs, il faut noter les traitements hormonaux n'ont pas d'effet sur le PSR des plantules.

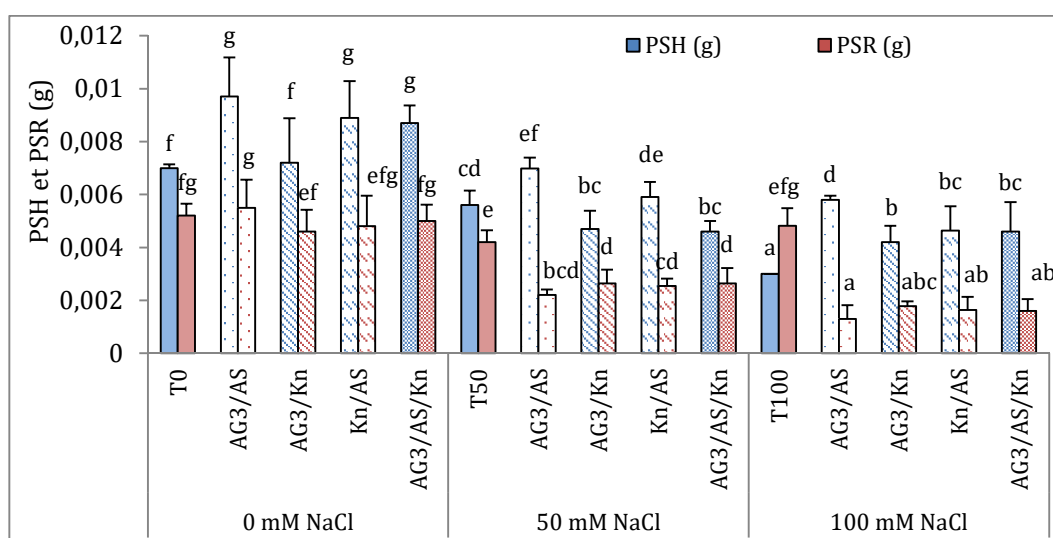


Fig. 28 - Effet combiné de la salinité (NaCl) et des phytohormones sur le poids sec des hypocotyles et racines des plantules du gombo âgées de 7 jours.

➤ Effet du NaCl seul et en présence de phytohormones

Les histogrammes de la figure 28 montrent que la production de biomasses aérienne et racinaire sèches est négativement influencée sous l'effet NaCl du milieu d'imbibition.

Sous 50 mM de NaCl, le prétraitement des graines à l'AS combiné à l'AG3 ou la Kn augmente la biomasse aérienne sèche contrairement aux traitements AG3/Kn et AG3/AS/Kn. Sous 100 mM de NaCl, l'apport hormonal semble positivement agir sur le PSH des plantules notamment sous la combinaison AG3/AS (tableau 33, annexe II).

En revanche, sous 100 μ M de NaCl, aucune amélioration dans le PSR n'est observée sous les différentes combinaisons hormonales.

II. EFFET HORMONAL SUR LA CROISSANCE DES PLANTES DU GOMBO SOUS CONTRAINTE SALINE.

1. Effet de la salinité et des phytohormones sur les paramètres physiologiques et biométriques

a. Hauteur de la partie aérienne et racinaire

L'analyse de la variance montre que les deux traitements hormonaux AG3/AS et AS/Kn ont un effet hautement significatif sur croissance des parties aériennes ($p = 0^{**}$, $\alpha < 0.05$). La même réponse est obtenue lorsque le NaCl est combiné à l'AS/Kn (tableau 58, annexe III).

Les deux traitements hormonaux montrent une réponse hautement significative sur la HPR ($p = 0^{**}$, $\alpha < 0.05$), par contre le NaCl seul ou combiné aux phytohormones ne montre aucune réponse significative sur ce paramètre.

Selon les données indiquées sur la matrice de corrélation de Pearson une forte corrélation négative significative entre le traitement salin au NaCl et la HPA et HPR est enregistrée ($r = - 0,690$; $r = - 0,312$ respectivement), de même, une corrélation inversement proportionnelle entre le traitement hormonal AS/Kn et la HPA est notée ($r = - 0,545^{*}$) contrairement à la HPR (tableau 8, annexe IV).

D'autre part, les résultats indiquent que la corrélation entre le traitement hormonal AG3/AS et les HPA et HPR est positive et significative ($r = 0,484$; $r = 0,406$ respectivement).

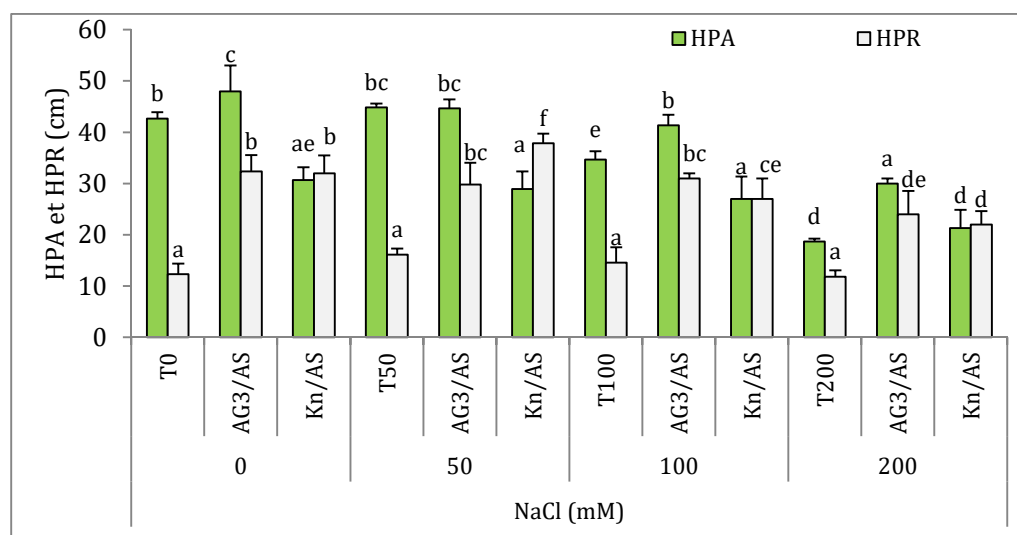


Fig. 29- Effet combiné de la salinité (NaCl) et des phytohormones sur la hauteur de la partie aérienne et racinaire des plantes de gombo âgées de 45 jours.

➤ Effet des combinaisons hormonales en absence de NaCl

La figure 29 montre que la combinaison hormonale AG3/AS a un effet positif sur la croissance de la partie aérienne (HPA) des plantes. Par contre le traitement AS/Kn semble avoir un effet négatif sur la HPA soit 30,66 cm de longueur contre 42,66 cm chez les plantes témoins (tableau 34, annexe II). Par ailleurs, il faut noter que la croissance de la partie racinaire est nettement stimulée chez les plantes traitées aux phytohormones.

➤ Effet du NaCl seul et en présence de phytohormones

Selon la figure 29, l'augmentation des concentrations de sel affecte négativement la croissance de la partie aérienne des plantes notamment sous 100 et 200 mM. Par contre, comparée aux plantes témoins, le lot stressé au NaCl affiche une légère augmentation de la HPR sous 50 mM et 100 mM.

Sous les différentes contraintes salines, l'application des deux traitements hormonaux affecte positivement la croissance de la partie racinaire des plantes ; en effet, la HPR double chez les plantes subissant les deux interactions hormonales comparée aux plantes stressées.

Par contre il faut noter que l'effet de l'interaction Kn/AS est négatif sur la croissance de la partie aérienne sous tous les traitements salins contrairement à l'AG3/AS.

b. Poids frais de la partie aérienne et racinaire

L'analyse statistique révèle que le traitement AG3/AS et le NaCl ont un effet hautement significatif sur le PF des parties aériennes et racinaires ($p = 0^{**}$, $\alpha < 0.05$) des

plantes. Le traitement hormonal AS/Kn montre également un effet significatif sur le PFR en revanche, aucun effet significatif de ce traitement n'est enregistré sur le PFA (tableau 62, annexe III).

Le test de corrélation de Pearson révèle une forte corrélation négative entre les PFA et PFR et le NaCl ($r = -0,665$; $r = -0,647$ respectivement) (tableau 8, annexe IV).

En revanche, une relation positive et significative entre les traitements hormonaux à l'AG3/AS ; l'AS/Kn et les biomasses aériennes et racinaires est enregistrée.

➤ Effet des combinaisons hormonales en absence de NaCl

D'après les résultats, les biomasses aérienne et racinaire sont positivement influencées par les deux traitements hormonaux. Ainsi, le PFA arrive à 20 g chez les plantes traitées aux phytohormones contre 11,90 g chez les plantes témoins, de même, la biomasse fraîche racinaire double en présence des deux traitements hormonaux par rapport à celle du témoin T0 (sans hormone et sans NaCl) (tableau 35, annexe II).

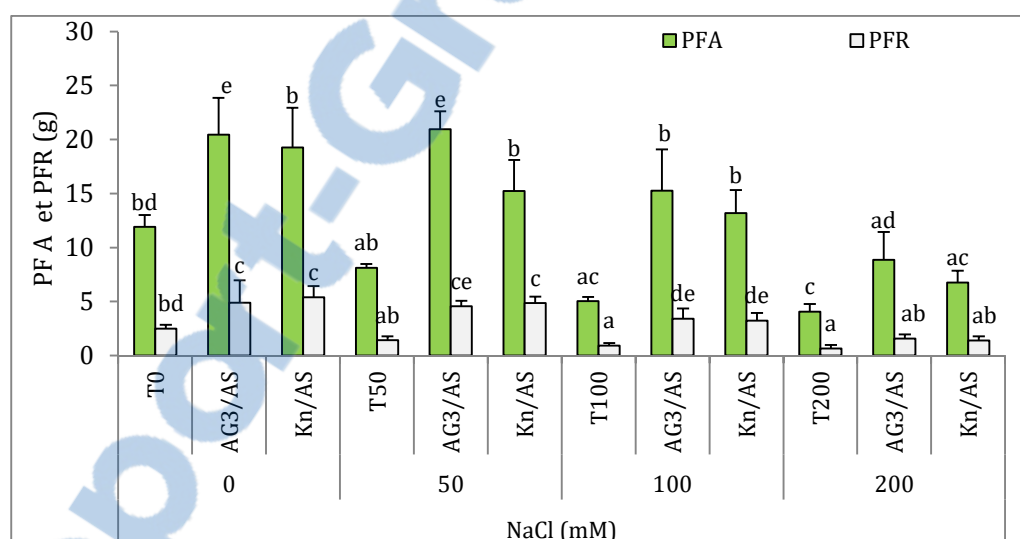


Fig. 30 - Effet combiné de la salinité (NaCl) et des phytohormones sur le poids frais de la partie aérienne et racinaire des plantes de gombo âgées de 45 jours.

➤ Effet du NaCl seul et en présence de phytohormones

Les biomasses fraîches aérienne et racinaire évoluent à la baisse lorsque la salinité augmente dans le milieu de culture. Alors qu'en présence de phytohormones une nette amélioration de la biomasse est enregistrée notamment sous l'effet AG3/AS.

c. Poids sec des parties aériennes et racinaires

L'analyse statistique révèle que l'AG3/AS et le NaCl ont un effet hautement significatif sur le PSA et le PSR ($p = 0^{**}$, $\alpha < 0.05$) des plantes de gombo. En revanche, aucun effet significatif du traitement AS/Kn n'est enregistré sur ces deux paramètres.

Par ailleurs, le test de corrélation de Pearson fait ressortir d'une part une corrélation négative hautement significative entre le NaCl et le poids sec aérien et racinaire ($r = -0,609$; $r = -0,654$ respectivement) et d'autre part, une relation linéaire étroite est signalée entre ces deux paramètres et les combinaisons hormonales (tableau 8, annexe IV).

➤ Effet des combinaisons hormonales en absence de NaCl

Selon la figure 31, la biomasse sèche aérienne est positivement influencée par les deux traitements hormonaux testés. En effet, chez les plantes traitées, le PS de la partie aérienne et racinaire double par rapport à celui des plantes témoins (tableau 36, annexe II).

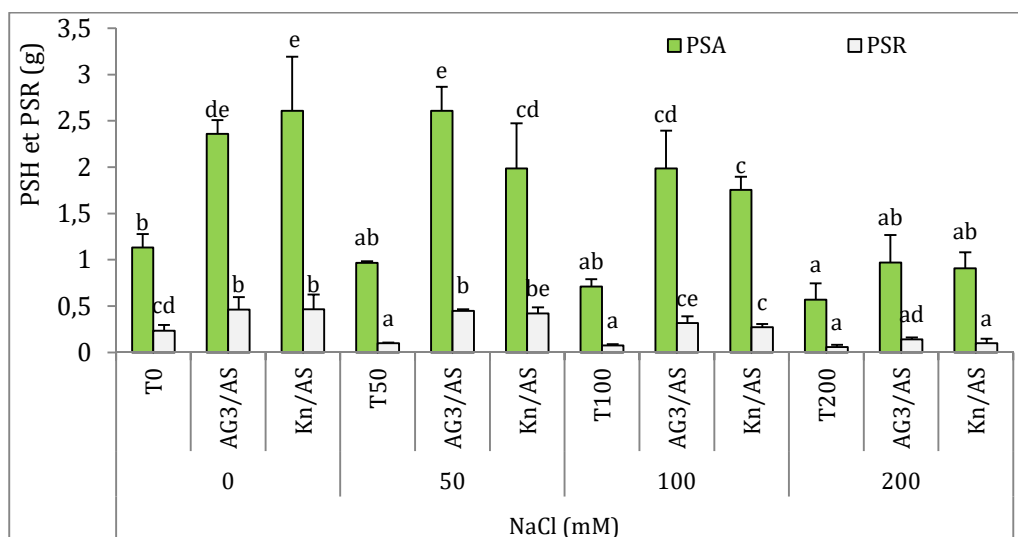


Fig. 31- Effet combiné de la salinité (NaCl) et des phytohormones sur le poids sec de la partie aérienne et racinaire des plantes de gombo âgées de 45 jours.

D'après les résultats, les biomasses sèches aérienne et racinaire évoluent à la baisse lorsque le stress salin s'accroît. Alors qu'en présence de phytohormones une nette amélioration de la biomasse est enregistrée notamment sous l'effet AG3/AS sous toutes les concentrations salines.

d. Teneur relative en eau (RWC)

L'analyse de la variance montre que le NaCl a un effet hautement significatif sur la RWC foliaire ($p = 0^{**}$, $\alpha < 0.05$). De même l'interaction AG3/AS/NaCl montre une haute

réponse significative sur la RWC ($p = 0^{**}$, $\alpha < 0.05$) (tableau 69, annexe III). En revanche, aucun effet significatif des traitements hormonaux sur la RWC n'est noté.

D'autre part, le test de corrélation de Pearson révèle une corrélation positive modérée entre le traitement hormonal AG3/AS et la RWC ($r = 0,182$) ; par contre une forte corrélation négative s'est manifestée entre ce paramètre et le NaCl ($r = - 0,666$) (tableau 8, annexe IV).

➤ Effet des combinaisons hormonales en absence de NaCl

La réponse des plantes exprime des différences dans les variations de la RWC sous le traitement hormonal, en effet une légère augmentation de la RWC est notée chez les plantes recevant le traitement AG3/AS soit 86,95 % alors que ce taux chute à 79,52% sous l'effet AS/Kn. La RWC des plantes témoins arrive à 83,84% (tableau 37, annexe II).

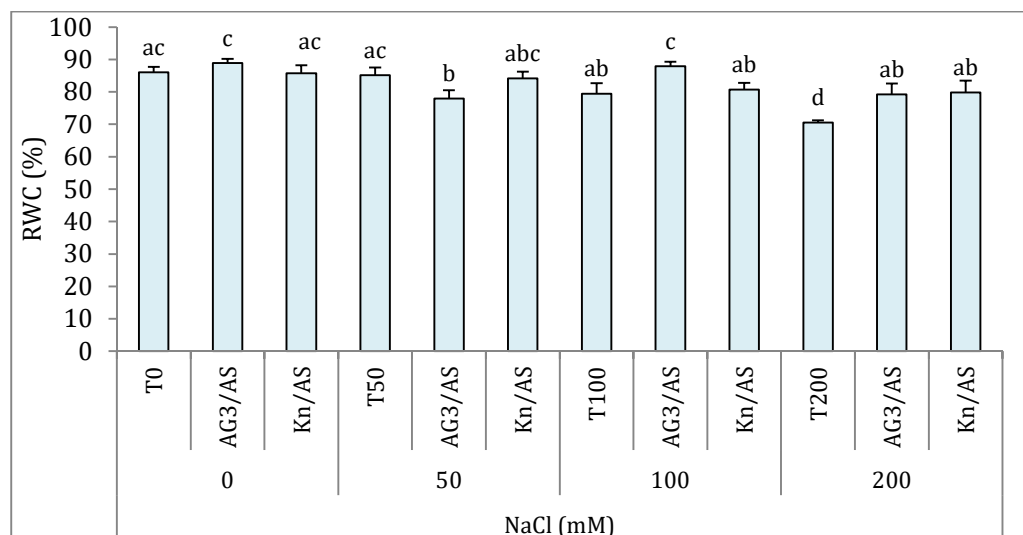


Fig. 32- Effet combiné de la salinité (NaCl) et des phytohormones sur la teneur relative en eau. RWC (%) des plantes de gombo âgées de 45 jours.

➤ Effet du NaCl seul et en présence de phytohormones

D'après les résultats de la figure 32, le contenu hydrique des feuilles reste faiblement affecté sous 50 et 100 mM de NaCl. Sous le traitement 200 mM de NaCl, la RWC subit une chute significative avec des taux de réduction de 14,45% par rapport aux plantes témoins. En revanche, une légère amélioration dans la RWC des plantes est enregistrée lorsque les deux traitements hormonaux sont appliqués.

e. Le taux de déperdition en eau (RWL)

L'analyse de la variance montre un effet significatif de l'interaction AG3/AS/NaCl sur la RWL30 et la RWL120 ($p = 0^{*}$, $\alpha < 0.05$). En revanche aucun effet

significatif n'est observé sous l'effet hormone sur la RWL. En parallèle, une réponse significative du NaCl sur la RWL30 est constatée ; ceci se traduit par une corrélation positive entre ces deux variables ($r = 0,294$). Une corrélation inversement proportionnelle est notée entre le traitement hormonal AG3/AS et la RWL120 ($r = -0,216$) (tableau 8, annexe IV).

➤ Effet des combinaisons hormonales en absence de NaCl

La RWL au bout de 30 mn est de $0,127 \text{ mg.cm}^{-2}.\text{mn}^{-1}$ chez les feuilles témoins et celles traitées à l'AS/Kn ; par contre sous la combinaison hormonale AG3//AS la transpiration foliaire baisse à $0,09 \text{ mg.cm}^{-2}.\text{mn}^{-1}$. Après 120 mn, ce paramètre diminue progressivement pour atteindre des valeurs de $0,074$, $0,06$ et $0,067 \text{ mg.cm}^{-2}.\text{mn}^{-1}$ sous les traitements respectifs T0, AG3/AS et AS/Kn.

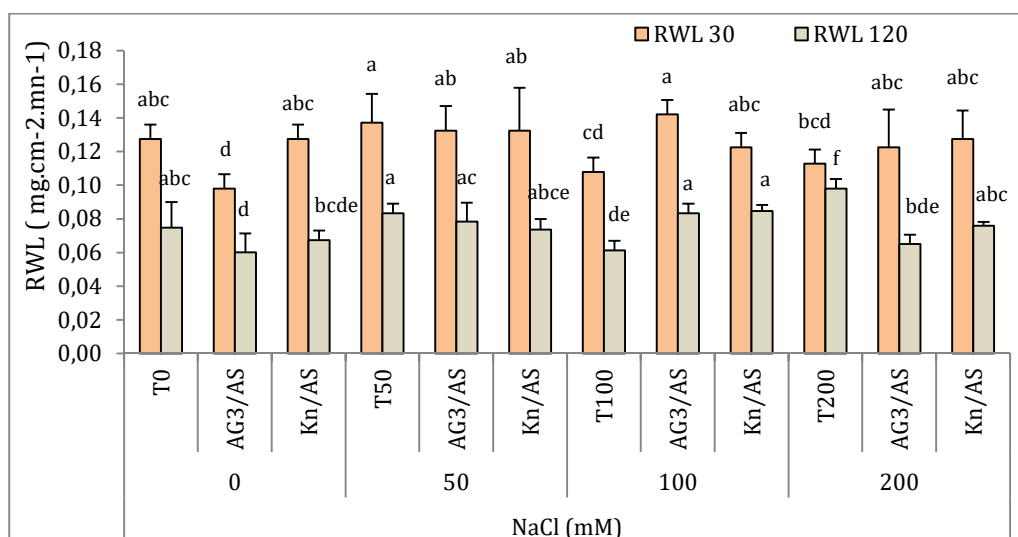


Fig. 33- Effet combiné de la salinité (NaCl) et des phytohormones sur le taux de déperdition en eau (RWL) ($\text{mg.cm}^{-2}.\text{mn}^{-1}$) des feuilles des plantes de gombo âgées de 45 jours.

➤ Effet du NaCl seul et en présence de phytohormones

Sous 50 mM de NaCl, le taux de déperdition d'eau après 30 mn arrive à $0,137 \text{ mg.cm}^{-2}.\text{mn}^{-1}$, puis la transpiration ralentit jusqu'à un RWL de $0,08 \text{ mg.cm}^{-2}.\text{mn}^{-1}$ au bout de 120 mn. Les traitements hormonaux AG3/AS, AS/Kn agissent presque dans les mêmes proportions après 30 mn puis ce RWL baisse sensiblement au bout de 120 mn.

Sous 100 mM, la transpiration foliaire chute à $0,107$ et $0,061 \text{ mg.cm}^{-2}.\text{mn}^{-1}$ au bout de 30 et 120 mn respectivement ; dès l'apport hormonal, ce paramètre augmente à $0,142$ et

0,083 mg.cm⁻².mn⁻¹ sous le traitement AG3/AS et 0,122 et 0,084 mg.cm⁻².mn⁻¹ sous le traitement AS/Kn durant les premières 30 mn et après 120 mn respectivement.

À 200 mM de NaCl, la RWL arrive à 0,112 mg.cm⁻².mn⁻¹ après 30 mn pour atteindre une valeur de 0,098 mg.cm⁻².mn⁻¹ après 120 mn. La RWL30 augmente progressivement sous les deux traitements hormonaux AG3/AS et AS/Kn respectivement et chute à des taux respectifs de 0,064 et 0,076 mg.cm⁻².mn⁻¹ après 120 mn (tableau 38, annexe II).

2. Effet de la salinité et des phytohormones sur les paramètres biochimiques

a. Teneur en Chlorophylle a et chlorophylle b

Le traitement hormonal AS/Kn et le NaCl montrent un effet hautement significatif sur les teneurs en Chl a et Chl b foliaires ($p = 0^{**}$, $\alpha < 0.05$). Ceci est confirmé par test de corrélation de Pearson qui révèle une forte corrélation négative entre le NaCl et les teneurs en Chl a et Chl b ($r = -0,791$; $r = -0,645$ respectivement) et une relation positive et significative entre les traitements hormonaux à l'AG3/AS ; l'AS/Kn et ces deux pigments (tableau 8, annexe IV).

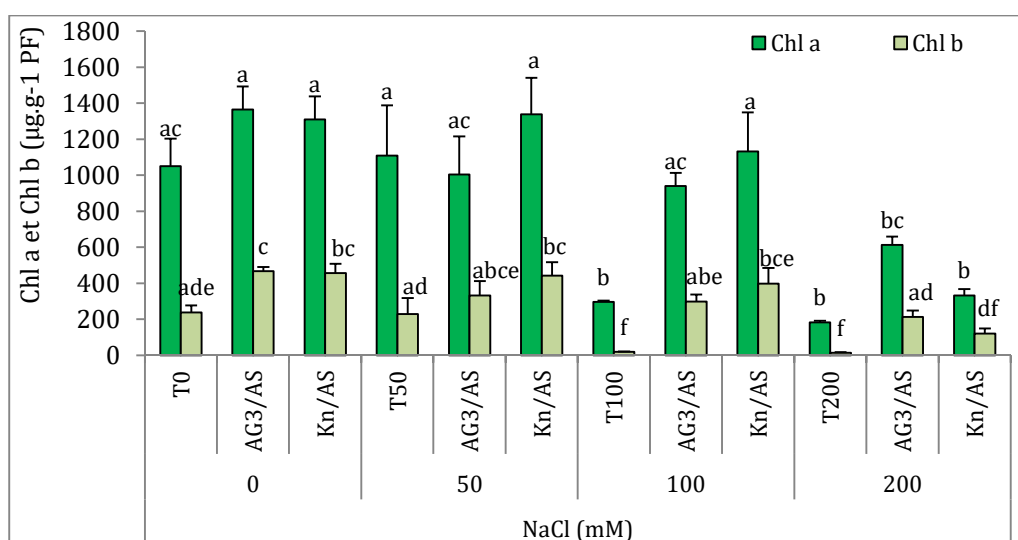


Fig. 34- Effet combiné de la salinité (NaCl) et des phytohormones sur les teneurs en chlorophylle a et chlorophylle b (µg.g⁻¹ PF) des feuilles des plantes de gombo âgées de 45 jours.

➤ Effet des combinaisons hormonales en absence de NaCl

Les teneurs en Chl a et Chl b sont positivement influencées par les deux traitements hormonaux. Presque les mêmes teneurs en ces deux pigments sont enregistrées dans les feuilles des plantes traitées sous les combinaisons AG3/AS (1364.12 pour 1309.84 µg.g⁻¹

PF pour Chl a) et sous AS/Kn (469.39 pour 455.75 $\mu\text{g.g}^{-1}$ PF pour la Chl b) (tableau 39, annexe II).

En revanche les teneurs en ces pigments baissent sensiblement respectivement jusqu'à 1050,51 et 238,47 $\mu\text{g.g}^{-1}$ PF seulement pour les feuilles des plantes témoins. Il faut remarquer par ailleurs que les teneurs en Chl a sont 3 fois significativement plus élevées que celles de la Chl b sous l'effet des différents traitements (Figure 34).

➤ Effet du NaCl seul et en présence de phytohormones

Sous 50 mM de NaCl, la teneur en Chl a est de 1108,66 $\mu\text{g.g}^{-1}$ PF, cette valeur diminue jusqu'à 1004.07 $\mu\text{g.g}^{-1}$ PF sous le traitement hormonal AG3/AS pour atteindre ensuite une valeur maximale de 1337,85 $\mu\text{g.g}^{-1}$ PF sous l'effet AS/Kn. Par contre la teneur en Chl b diminue légèrement en présence de 50 mM de NaCl par rapport aux feuilles témoins et augmente progressivement en présence des combinaisons hormonales AG3/AS, AS/Kn respectives. Au-delà de 50 mM de NaCl, les teneurs en Chl a et b tendent vers la baisse jusqu'à atteindre des valeurs respectives de 182,86 et 12,88 $\mu\text{g.g}^{-1}$ chez les feuilles des plantes traitées à 200 mM de NaCl. Il faut remarquer en revanche que l'apport hormonal influence positivement les teneurs en chlorophylles a et b en présence de 100 et 200 mM de NaCl ; en effet, sous 100 mM de NaCl, les teneurs en chlorophylles les plus élevées sont enregistrées chez les feuilles recevant le traitement hormonal AS/Kn, par contre sous 200 mM de NaCl, le traitement hormonal à l'AG3/AS enregistre les valeurs les plus marquantes.

b. Teneur en caroténoïdes

Les résultats indiquent que le NaCl seul ou combiné à l'AG3/AS a un effet hautement significatif sur les teneurs en caroténoïdes ($p = 0^{**}$, $\alpha < 0.05$). Au contraire, le traitement hormonal seul ne présente aucun effet significatif sur les teneurs en ces pigments ($p=0,107$, $\alpha < 0.05$) (tableau 79 et tableau 80, annexe III).

L'analyse de la corrélation montre l'existence d'une relation inversement proportionnelle significative entre le NaCl et les teneurs en caroténoïdes foliaires ($r = -0,762$). En revanche, une faible corrélation positive est enregistrée sous les deux traitements combinés AG3/AS et AS/Kn (tableau 8, annexe IV).

➤ Effet des combinaisons hormonales en absence de NaCl

Chez les plantes témoins, la teneur en caroténoïdes atteint $316,09 \mu\text{g.g}^{-1}$ PF, par contre, une légère diminution de ces pigments est notée chez les plantes recevant les traitements AG3/AS ; AS/Kn soit $310,98$ et $309,17 \mu\text{g.g}^{-1}$ PF respectivement (figure 36).

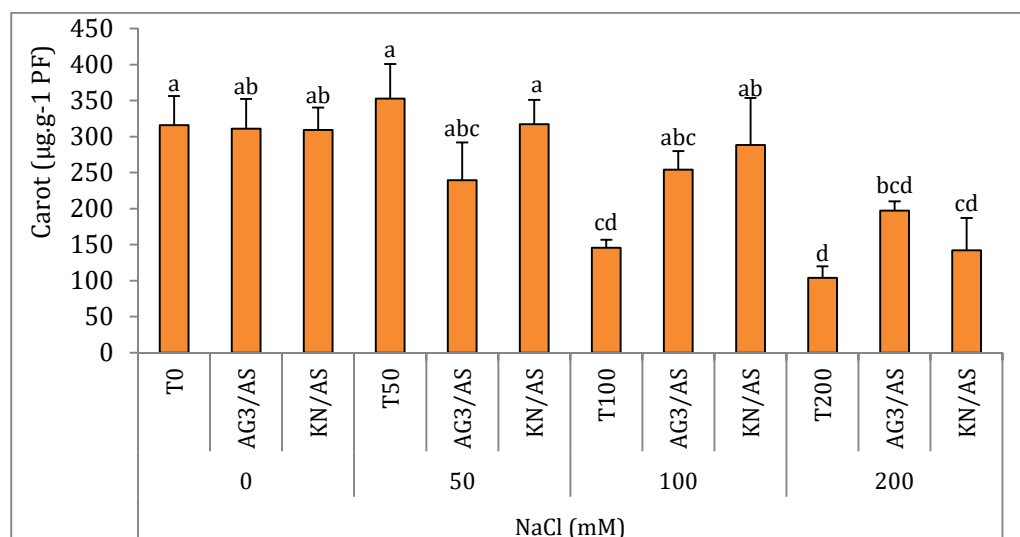


Fig. 35 - Effet combiné de la salinité (NaCl) et des phytohormones sur les teneurs en caroténoïdes ($\mu\text{g.g}^{-1}$ PF) des feuilles des plantes de gombo âgées de 45 jours.

➤ Effet du NaCl seul et en présence de phytohormones

Les teneurs en caroténoïdes des feuilles sont influencées positivement par le régime salin appliqué jusqu'à 50 mM de NaCl avec une valeur dépassant celle du témoin T0 (352 contre $316,09 \mu\text{g.g}^{-1}$ PF respectivement). La sévérité du traitement salin s'accompagne d'une diminution de la teneur en caroténoïdes ; en effet, chez les plantes traitées à 200 mM de NaCl, il est enregistré des valeurs les plus basses soit $103,82 \mu\text{g.g}^{-1}$ PF (tableau 40, annexe II).

Sous le régime salin à 50 mM, l'apport hormonal AG3/AS provoque une diminution de la teneur en Caroténoïdes foliaire jusqu'à atteindre une valeur de $239,56 \mu\text{g.g}^{-1}$ PF, cette teneur augmente jusqu'à $317,30 \mu\text{g.g}^{-1}$ PF sous le traitement AS/ Kn.

Au-delà, de cette concentration saline la synthèse des caroténoïdes ralentit progressivement pour atteindre des valeurs respectives de $145,67$ et $103,82 \mu\text{g.g}^{-1}$ PF sous 100 et 200 mM de NaCl. L'apport hormonal agit efficacement dans l'amélioration des teneurs en caroténoïdes sous ces deux concentrations salines ; en effet, sous 100 mM de NaCl, les teneurs en chlorophylles les plus élevées sont enregistrées chez les feuilles recevant le traitement hormonal AS/Kn soit de $288,55 \mu\text{g.g}^{-1}$ PF par contre sous 200 mM

de NaCl, la réponse s'inverse ; le traitement hormonal à l'AG3/AS enregistre les valeurs les plus élevées.

c. Teneur en Proline

L'analyse statistique révèle que le traitement hormonal AG3/AS seul ou combiné au NaCl montre un effet hautement significatif sur les teneurs en proline foliaires et racinaires ($p = 0^{**}$, $\alpha < 0.05$). Le NaCl montre également un effet hautement significatif sur ce paramètre ($p = 0^{**}$, $\alpha < 0.05$).

Une forte corrélation positive entre les teneurs en proline foliaires et racinaires des plantes et le NaCl est enregistrée ($r = 0,777$; $r = 0,806$ respectivement) ; en effet, plus la concentration en NaCl augmente plus la proline s'accumule. D'autre part, une relation positive est notée entre le traitement hormonal AG3/AS et les teneurs en proline racinaires ($r = 0,188$), cet effet devient négatif au niveau foliaire ($r = -0,229$) (tableau 8, annexe IV).

Le traitement hormonal AS/Kn et la proline racinaire enregistrent une faible corrélation négative ($r = -0,209$).

➤ Effet des combinaisons hormonales en absence de NaCl

En absence de NaCl, les résultats montrent que la proline s'accumule davantage dans les racines et dans les feuilles, une légère diminution des teneurs en proline est enregistrée en présence des traitements hormonaux par rapport au témoin.

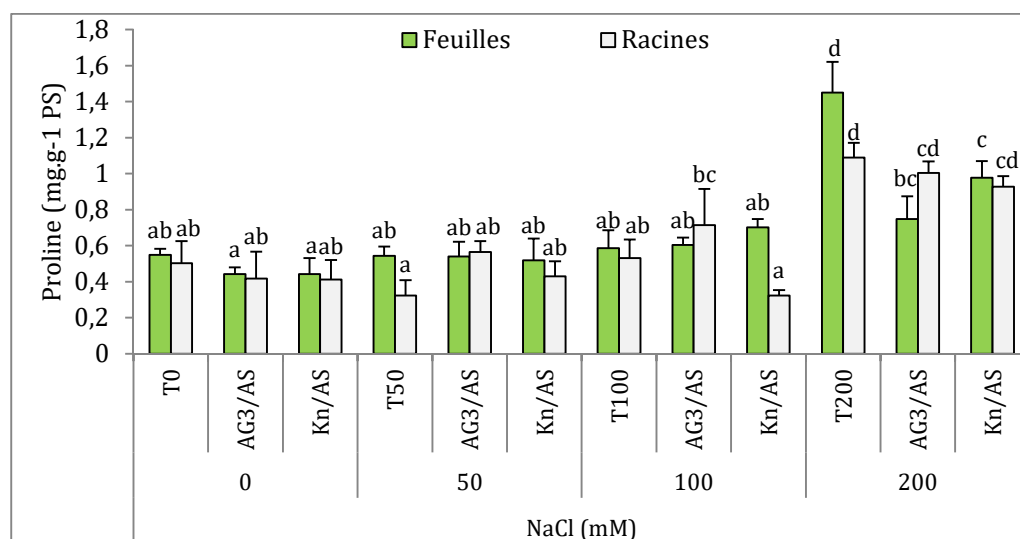


Fig. 36- Effet combiné du NaCl et des phytohormones sur la teneur en proline (mg.g⁻¹ PS) des feuilles et des racines des plantes de gombo âgées de 45 jours.

➤ Effet du NaCl seul et en présence de phytohormones

La figure 36 montre que la proline s'accumule davantage lorsque le milieu de culture s'enrichit en NaCl, sa teneur passe significativement de 0,54 et 0,32 mg.g⁻¹ PS respectivement pour les feuilles et les racines des plantes soumises à 50 mM de NaCl jusqu'à 1,45 et 1,09 mg.g⁻¹ PS sous le traitement à 200 mM (tableau 41, annexe II).

Les plantes recevant le traitement hormonal AG3/AS accumulent davantage la proline dans les racines que dans les feuilles sous les trois traitements salins par contre sous le traitement hormonal AS/Kn le sens d'accumulation de cet acide aminé s'inverse. Il faut remarquer par ailleurs que le traitement salin à 50 et 100 mM combiné aux phytohormones enregistre des teneurs en proline des feuilles voisines. En revanche, les traitements hormonaux AG3/AS et AS/Kn ralentissent significativement l'accumulation de cet acide aminé sous 200 mM de NaCl notamment au niveau des feuilles (Figure 37).

d. Teneur en flavonoïdes

L'analyse de la variance montre que le traitement au NaCl seul ou combiné aux phytohormones a un effet hautement significatif sur les teneurs en flavonoïdes foliaires ($p = 0^{**}$, $\alpha < 0.05$). De même, un effet hautement significatif est enregistré sous l'effet AG3/AS sur les teneurs en flavonoïdes foliaires ($p = 0^{**}$, $\alpha < 0.05$) (tableau 89, annexe III). Au contraire le traitement hormonal AS/Kn n'a pas d'effet significatif sur teneurs en flavonoïdes foliaires ou racinaires.

Le test de corrélation révèle l'existence d'une faible relation négative entre le traitement salin et la teneur en flavonoïdes foliaire ($r = -0,103$) par contre une forte corrélation positive est enregistrée entre ce traitement et la teneur en flavonoïdes racinaire ($r = 0,482$). Une corrélation positive est notée entre le traitement hormonal AG3/AS et la teneur en flavonoïdes foliaire ($r = 0,303^{**}$) par contre cet effet devient négatif au niveau racinaire ($r = -0,145$).

En parallèle, le traitement hormonal AS/Kn et les flavonoïdes foliaires enregistrent une faible corrélation négative ($r = -0,205$) (tableau 8, annexe IV).

La figure 37 montre l'évolution des teneurs en flavonoïdes dans les feuilles et les racines des plantes de gombo soumises à l'action hormonale et saline.

Les résultats montrent que les teneurs en flavonoïdes sont plus importantes dans les feuilles que dans les racines aussi bien pour les plantes témoins que pour celles stressées.

➤ Effet des combinaisons hormonales en absence de NaCl

Au niveau foliaire, l'application du traitement combiné AG3/AS conduit à une augmentation significative de la teneur en flavonoïdes soit de 4,44 mg.g⁻¹ PS, suivie par celle des plantes témoins et des plantes recevant le traitement hormonal AS/Kn soit 3,38 et 3,29 mg.g⁻¹ PS respectivement. En parallèle, au niveau racinaire, les deux traitements hormonaux conduisent à une baisse des teneurs en flavonoïdes (Fig 37).

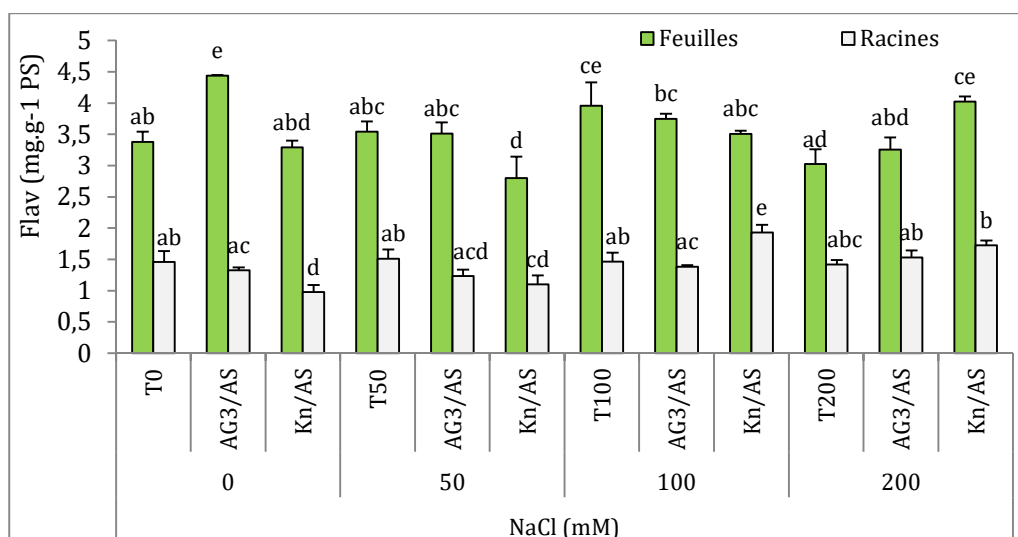


Fig. 37- Effet combiné de la salinité (NaCl) et des phytohormones sur la teneur en flavonoïdes (mg.g⁻¹ PS) des feuilles et des racines des plantes de gombo âgées de 45 jours.

➤ Effet du NaCl seul et en présence de phytohormones

Les teneurs en flavonoïdes des feuilles sont influencées positivement par le régime salin appliqué jusqu'à 100 mM de NaCl. La sévérité du traitement salin s'accompagne d'une diminution de la teneur en flavonoïdes foliaires des plantes ayant subi un apport de 200 mM de NaCl (3,02 mg.g⁻¹ de PS) (tableau 42, annexe II). Par ailleurs, au niveau racinaire, les teneurs en flavonoïdes tendent vers la baisse avec l'augmentation du régime salin. L'application des traitements hormonaux engendre une diminution des teneurs en flavonoïdes foliaires jusqu'à 100 mM de NaCl notamment sous AS/Kn où la teneur en ce composé arrive à 2,80 et 3,50 mg.g⁻¹ PS sous 50 et 100 mM de NaCl respectivement contre 3,54 et 3,95 mg.g⁻¹ PS chez les plantes cultivées dans ces deux milieux salins. En parallèle, sous ces mêmes contraintes, la teneur en flavonoïdes diminue légèrement dans les racines en présence d'hormones. En revanche, à 200 mM de NaCl, les deux traitements hormonaux augmentent significativement les teneurs en flavonoïdes foliaires et racinaires.

e. Teneur en Polyphénols

L'analyse statistique montre que le traitement hormonal AS/Kn et salin ont un effet hautement significatif sur les teneurs en polyphénols racinaires ($p = 0^{**}$, $\alpha < 0.05$). une réponse analogue est enregistrée sous l'effet AG3/AS sur les teneurs en polyphénols foliaires ($p = 0^{**}$, $\alpha < 0.05$). (tableau 93, annexe III)

Le test de corrélation de Pearson révèle une forte corrélation entre le NaCl et les teneurs en polyphénols racinaires ($r = 0,488$), la même réponse est enregistrée sous l'effet hormonal AG3/AS sur les teneurs en polyphénols foliaires et racinaires ($r = 0,501$, $r = 0,223$). Une corrélation positive est enregistrée sous l'effet AS/Kn sur la teneur en polyphénols foliaire ($r = 0,297$) ; cet effet devient fortement négatif au niveau racinaire ($r = -0,595$) (tableau 8, annexe IV).

La figure 38 montre l'évolution des teneurs en polyphénols dans les feuilles et les racines des plantes soumises à l'action hormonale et saline.

Il faut remarquer que les teneurs en polyphénols sont plus importantes dans les feuilles que dans les racines aussi bien pour les plantes témoins que pour celles stressées.

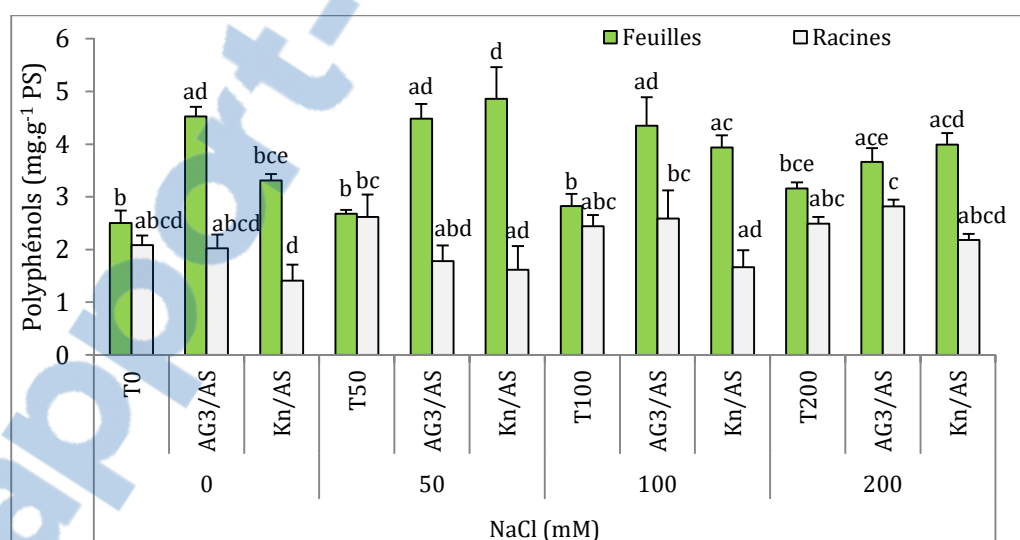


Fig. 38- Effet combiné de la salinité (NaCl) et des phytohormones sur la teneur en polyphénols (mg.g⁻¹ PS) des feuilles et des racines des plantes de gombo âgées de 45 jours.

➤ Effet des combinaisons hormonales en absence de NaCl

L'application des deux traitements hormonaux conduit à une augmentation significative de la teneur en polyphénols au niveau foliaire notamment sous le traitement AG3/AS soit de 4,52 mg.g⁻¹ PS, suivie par celle des plantes recevant le traitement

hormonal AS/Kn et des plantes témoins soit 3,31 et 2,50 mg.g⁻¹ PS respectivement (tableau 43, annexe II). En parallèle, les deux traitements hormonaux conduisent à une baisse des teneurs en polyphénols au niveau des racines (Figure 38).

➤ Effet du NaCl seul et en présence de phytohormones

Les résultats montrent que la teneur en polyphénols des feuilles augmente considérablement lorsque la concentration en sel augmente pour atteindre un maximum de 3,15 mg.g⁻¹ de PS sous 200 mM de NaCl. De même, au niveau racinaire, les teneurs en polyphénols suivent le même rythme notamment sous 50 mM où il est enregistré des teneurs les plus élevées (2,61 mg.g⁻¹ PS contre 2,08 mg.g⁻¹ Ps chez les témoins).

En parallèle, les traitements hormonaux augmentent significativement les teneurs en polyphénols totaux foliaires sous les conditions stressantes ; les teneurs les plus élevées sont notées chez les plantes traitées sous AS/Kn et 50 mM de NaCl (4,86 mg.g⁻¹ PS contre 2,68 mg.g⁻¹ PS) sous le NaCl seul. Au niveau racinaire, l'AG3/AS provoque une forte accumulation des polyphénols à partir de 100 mM de NaCl contrairement au traitement combiné AS/Kn où l'on assiste à une diminution considérable des teneurs en polyphénols notamment sous 100 mM de NaCl (1,66 mg.g⁻¹ PS) (tableau xx, annexe xx).

f. Teneur en peroxyde d'hydrogène H₂O₂

L'analyse de la variance montre que le NaCl montrent un effet hautement significatif sur les teneurs en peroxyde d'hydrogène foliaire et racinaire ($p = 0^{**}$, $\alpha < 0.05$). En revanche, les traitements hormonaux ne semblent pas avoir d'effet significatif sur les teneurs en H₂O₂ racinaires.

Une forte corrélation positive est enregistrée entre le traitement salin et la teneur en H₂O₂ foliaire ($r = 0,538$) par contre cette relation devient inversement proportionnelle au niveau racinaire ($r = - 0,276$) (tableau 8, annexe IV).

Par ailleurs, Une relation négative modérée est enregistrée entre les deux traitements hormonaux AG3/AS, AS/Kn et la teneur en H₂O₂ foliaire ($r = - 0,323$, $r = - 0,189$ respectivement).

La figure 39 montre l'évolution des teneurs en H₂O₂ dans les feuilles et les racines des plantes de gombo soumises à l'action hormonale et saline.

Les résultats montrent que les teneurs en H_2O_2 sont plus importantes dans les feuilles que dans les racines aussi bien pour les plantes témoins que pour celles stressées.

➤ Effet des combinaisons hormonales en absence de NaCl

Au niveau foliaire, les traitements hormonaux conduisent à une diminution des teneurs en H_2O_2 notamment sous le traitement hormonal AS/Kn (28,68 $\mu\text{mol.g}^{-1}$ PF contre 38,68 $\mu\text{mol.g}^{-1}$ PF chez les plantes témoins). En revanche, au niveau racinaire, le traitement hormonal AG3/AS engendre une accumulation de H_2O_2 soit 27,37 $\mu\text{mol.g}^{-1}$ PF contre 16,58 $\mu\text{mol.g}^{-1}$ PF chez les plantes recevant la combinaison AS/Kn.

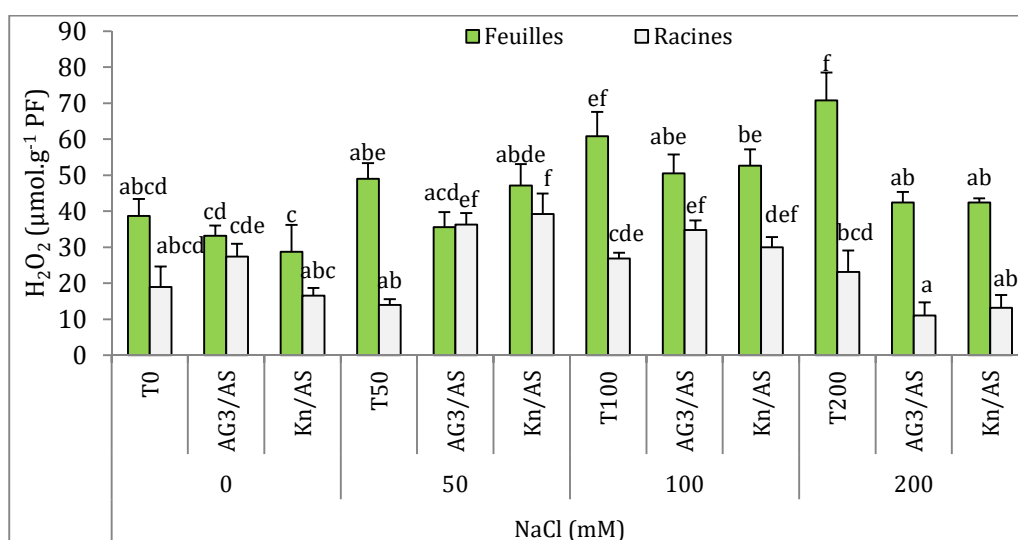


Fig. 39- Effet combiné de la salinité (NaCl) et des phytohormones sur la teneur en H_2O_2 ($\mu\text{mol.g}^{-1}$ PF) des feuilles et des racines des plantes de gombo âgées de 45 jours.

➤ Effet du NaCl seul et en présence de phytohormones

Les résultats montrent que la teneur en H_2O_2 foliaire augmente considérablement lorsque la concentration en sel augmente pour atteindre un maximum de 70,79 $\mu\text{mol.g}^{-1}$ PF à 200 mM de NaCl. Au niveau racinaire, des fluctuations dans l'accumulation de l' H_2O_2 sont enregistrées, en effet, sous 50 mM de NaCl le H_2O_2 arrive à seulement 13,95 $\mu\text{mol.g}^{-1}$ PF, au-delà de cette concentration la teneur augmente pour arriver respectivement à 26,84 $\mu\text{mol.g}^{-1}$ PF et 23,16 $\mu\text{mol.g}^{-1}$ PF sous 100 et 200 mM de NaCl (tableau 44, annexe II).

Les traitements hormonaux testés diminuent significativement les teneurs en H_2O_2 foliaire sous les conditions stressantes. Par contre au niveau racinaire, les deux couples hormonaux agissent en augmentant les teneurs en H_2O_2 notamment sous 50 et 100 mM de NaCl. Dès que la concentration en NaCl augmente à 200 mM, les teneurs en H_2O_2 chutent

considérablement arrivant à 11,05 et 13,16 $\mu\text{mol.g}^{-1}$ PF sous les deux traitements hormonaux AG3/AS et AS/Kn respectivement. (Figure 39).

g. Teneur en MDA

Le traitement hormonal AG3/AS et le NaCl montrent un effet significatif sur les teneurs en MDA foliaires et racinaires ($p = 0^{**}$, $\alpha < 0.05$). Le traitement hormonal AS/Kn montre également un effet significatif sur les teneurs en MDA racinaires, en revanche, aucun effet significatif de ce traitement n'est enregistré sur les teneurs en MDA foliaires (tableau 82, annexe III).

Le test de corrélation de Pearson montre une corrélation négative modérée entre le traitement salin et la teneur en MDA racinaire ($r = -0,359$).

Une corrélation négative est enregistrée entre le traitement hormonal AG3/AS et la teneur en H_2O_2 foliaire ($r = -0,383$) par contre cette relation devient directement proportionnelle au niveau racinaire ($r = 0,409$). Une faible corrélation positive est notée entre le traitement hormonal AS/Kn et la teneur en MDA foliaire ($r = 0,098$), en revanche, au niveau racinaire la relation entre ces deux variables devient négative ($r = -0,237$) (tableau 8, annexe IV).

La figure 40 montre l'évolution des teneurs en MDA dans les feuilles et les racines des plantes de gombo soumises à l'action hormonale et saline.

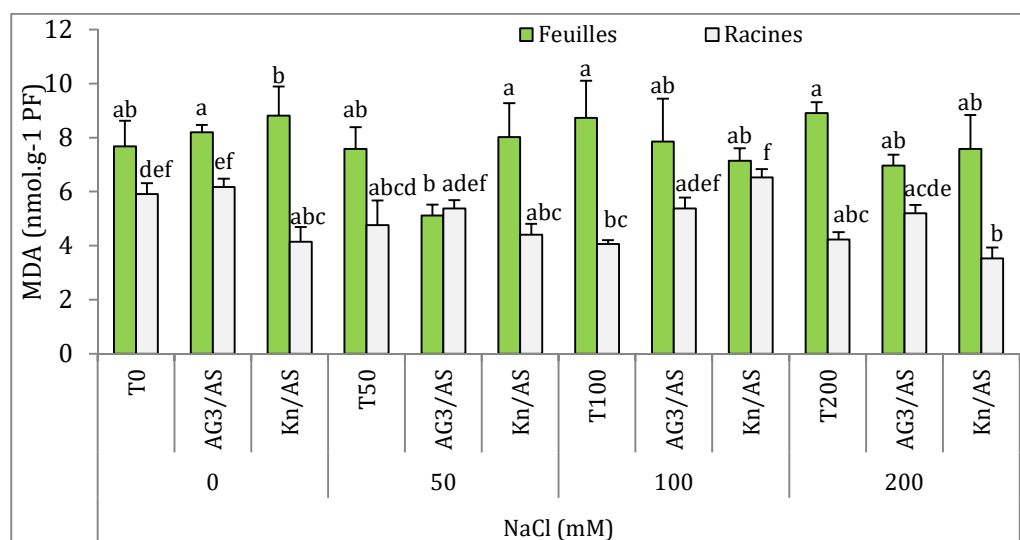


Fig. 40- Effet combiné de la salinité (NaCl) et des phytohormones sur la teneur en MDA (nmol.g^{-1} PF) des feuilles et des racines des plantes de gombo âgées de 45 jours.

Il faut remarquer que les teneurs en MDA sont plus importantes dans les feuilles que dans les racines aussi bien pour les plantes témoins que pour celles stressées.

➤ Effet des combinaisons hormonales en absence de NaCl

L'application des deux traitements hormonaux conduit à une augmentation significative de la teneur en MDA au niveau foliaire notamment sous le traitement AS/Kn soit de 8,82 nmol.g⁻¹ PF suivie par celle des plantes recevant le traitement hormonal AG3/AS et des plantes témoins soit 8,20 et 7,67 nmol.g⁻¹ PF respectivement. Au niveau racinaire, l'AS/Kn agit en diminuant les teneurs en MDA soit de 4,14 nmol.g⁻¹ PF contre 5,95 nmol.g⁻¹ PF chez les plantes témoins (tableau 45, annexe II).

➤ Effet du NaCl seul et en présence de phytohormones

L'activité de la peroxydation lipidique s'intensifie davantage lorsque le milieu de culture s'enrichit en NaCl, en effet, au niveau foliaire, la teneur en MDA augmente considérablement lorsque la concentration en sel augmente pour atteindre un maximum de 8,91 nmol.g⁻¹ PF à 200 mM de NaCl. Par contre au niveau racinaire, le NaCl agit en diminuant les teneurs en MDA notamment sous 100 mM de NaCl (Fig 40).

Sous 100 et 200 mM de NaCl, l'application des phytohormones provoque une chute dans les teneurs en MDA au niveau foliaire. Au niveau racinaire, sous le traitement hormonal AG3/AS, l'augmentation de la concentration en NaCl dans le milieu induit une accumulation du MDA, Par ailleurs, des fluctuations dans la teneur en MDA sont enregistrées chez les plantes traitées à la combinaison hormonale AS/Kn en présence des trois concentrations salines testées. Par exemple, à 50 mM de NaCl, une faible accumulation en MDA racinaire est enregistrée. Lorsque la concentration saline augmente à 100 mM, le MDA s'accumule davantage pour atteindre un maximum de 6,52 nmol.g⁻¹ PF ; au-delà de cette concentration le MDA racinaire chute de presque la moitié soit 3,53 nmol.g⁻¹ PF sous 200 mM de NaCl (tableau 45, annexe II).

*Discussion et
Conclusion
générales*

La germination des graines est l'une des phases les plus cruciales et décisives dans le cycle de croissance des végétaux (Bouda et Haddioui, 2011 ; Bahrani et Pourreza., 2012). De nombreux travaux concluent que la germination des halophytes (Li et *al.*, 2005; Abdel-Hamid, 2014; Bidai et *al.*, 2016) et des glycophytes (Zhu, 2003) est négativement influencée par la salinité (Chretien, 1992 ; Khajeh-Hosseini et *al.*, 2003), en particulier en présence de fortes concentrations salines (Hajiboland et *al.*, 2009; Dadkhah, 2010; Saadat et *al.*, 2012; Ouis et *al.*, 2015).

Nos résultats montrent que le NaCl affecte la germination des graines du gombo (*Abelmoschus esculentus* L.). La précocité de la germination est fortement influencée par la salinité ; à 100 mM de NaCl, la germination est retardée de 48 h par rapport au témoin par contre à 50 mM le taux des premières graines germées ne dépasse pas les 6%.

Les mêmes observations sont rapportées par Khalid et *al.* (2001) sur le pois chiche, Okçu et *al.* (2005) sur le petit pois ; Kaya et *al.* (2006) sur le tournesol et Zemani (2009) ; Boumia (2011) ; Yakoubi (2014) et Achour (2016) sur le gombo.

Ce retard de germination des graines sous l'effet du stress salin, pourrait résulter de l'action tardive de la mise place des mécanismes leur permettant d'ajuster leur pression osmotique interne (Bliss et *al.*, 1986 ; Jaouadi et *al.*, 2010). Selon Gill et *al.*, (2003) l'hydratation de la graine faisant défaut, suite à un potentiel osmotique élevé, entraîne une certaine inhibition des mécanismes aboutissant à la sortie de la radicule hors des téguments, et par conséquent un retard de germination des graines. D'autres travaux affirment que l'action de la salinité sur la mobilisation des réserves induit une sensibilité à la graine se traduisant par un retard (Ashraf et *al.*, 2002; Hajlaoui et *al.*, 2007; Atia et *al.*, 2011).

Chez les graines témoins, la cinétique de la germination apparaît plus rapide ; les graines germent dès le 1er jour du semis et arrivent à un taux maximal de 100 % au 2ème jour ; dans les conditions saline, la cinétique de la germination évolue lentement si bien que, à 50 mM et 100 mM de NaCl la germination ne s'achève qu'au bout des 3^{ème} et 4^{ème} jours. Les mêmes observations sont rapportées par Okçu et *al.* (2005) ; Kaya et *al.* (2006) ; Patane et *al.* (2013).

D'après les résultats sur le taux final, il semble que ce dernier n'est pas affecté par les deux concentrations salines testées. En effet des taux finaux de 100% et 98% sont enregistrés chez les graines recevant 50 mM et 100 mM de NaCl.

Selon Askri et *al.* (2007), le taux final de la germination traduit la capacité germinative des graines et donc le retard engendré par le sel n'est pas contraignant pour le

rendement final de la culture, du point de vue agronomique, mais c'est plutôt la capacité germinative qui est la plus déterminante.

La vitesse de la germination exprimée par le temps moyen de la germination (TMG) est aussi affectée par la salinité ; en effet un ralentissement du TMG est enregistré dès que la concentration en NaCl augmente. Des résultats similaires sont déjà signalés par Demir et *al.* (2003) ; Boumia (2011) et Yakoubi (2014).

Cette vitesse de germination permet d'exprimer l'énergie germinative responsable de l'épuisement des réserves de la graine (Jones et Williams, 1984), en effet le ralentissement de la mobilisation des réserves est dû soit au retard de l'activation ou de la synthèse des hydrolases ou bien à l'inhibition du transfert des produit de l'hydrolyse de l'endosperme à l'embryon (Oliveira et *al.*, 1998, Sebei et *al.*, 2007)

La germination des plantes qu'elles soient halophytes ou glycophytes est affectée par la salinité. Selon les espèces et la concentration en sel, l'effet dépressif peut être de nature osmotique ou toxique (Hajlaoui et *al.*, 2007). En effet les deux concentrations utilisées dans l'expérimentation 50 mM et 100 mM semblent créer un effet dépressif de nature osmotique. Il est d'ailleurs déjà rapporté que les effets du chlorure de sodium sur la germination sont principalement osmotiques (Murillo-Amador et *al.*, 2002; Khajeh-Hosseini et *al.*, 2003) tandis que d'autres travaux ont mis en évidence la double action osmotique et ionique (Joshi et *al.*, 2005 ; Song et *al.*, 2005).

Le suivi de l'émergence de l'appareil végétatif du gombo est évalué par la mesure de trois caractères morphologiques de plantules âgées de 7 jours, la longueur, les poids frais et poids secs des hypocotyles et racicules des plantules, Il en résulte que la croissance des plantules est sévèrement affectée par la salinité. La croissance des hypocotyles et racicules des plantules montre une progression lente lorsque le milieu devient plus concentré en NaCl.

Nos résultats indiquent que la partie aérienne est sensiblement affectée par l'excès de sel dans le milieu d'imbibition. En effet, selon Benmahiou (2009), en réponse au sel, le pistachier réduit rapidement son expansion foliaire et sa croissance aérienne et tend à développer son système racinaire ; ces résultats corroborent avec les travaux de Bahrani et Pourreza (2012) sur le blé Habib et *al.* (2012) sur le gombo, Baghbani et *al.* (2013), sur le concombre et Habibi et Abdoli (2013) sur le cresson.

Le NaCl a inhibé de manière significative la croissance des plantules de gombo, probablement à cause de la modification du potentiel hydrique, de la toxicité des ions, du déséquilibre ionique et des hormones endogènes, de l'inhibition des divisions cellulaires et

de l'expansion cellulaire et de la croissance apicale (Younis et *al.*, 2010). D'ailleurs divers travaux affirment que le métabolisme des plantes est affecté négativement par l'accumulation d'ions toxiques, en particulier le Na^+ et le Cl^- (Maathuis, 2014).

L'absorption de nutriments tels que le phosphore (P) et le potassium (K) est limitée par les fortes concentrations de sel qui, à leur tour, influencent la croissance des plantules (Nordin et *al.*, 2015). Afin de s'adapter aux conditions salines, les plantes ont la capacité de limiter l'afflux de Na^+ des racines vers les feuilles, car une forte quantité de Na^+ pourrait affecter l'équilibre nutritionnel et la régulation osmotique, ce qui pourrait provoquer une toxicité spécifique de l'ion (Ibrahim et *al.*, 2019). L'effet osmotique résultant d'une forte salinité entraîne une inefficacité dans l'absorption de l'eau en raison de l'homéostasie dans l'état de l'eau des plantes (Ologundudu et *al.*, 2014). Cela s'explique par le fait que l'accumulation élevée d'ions Na^+ dans les milieux salins réduit le potentiel hydrique des plantes, ce qui empêche les cellules végétales de récupérer leur turgescence cellulaire et donc d'inhiber la croissance des plantes (Amirjani, 2010 ; Kumar et Khare, 2016).

Le poids sec des racicules et des hypocotyles diminue de façon significative sous stress salin conclu par ailleurs par Turkyilmaz (2012), Baghbani et *al.* (2013), Ahmadi et *al.* (2016). Cette diminution dans la biomasse sèche peut provenir d'une augmentation de la concentration en Cl^- dans les tissus (Tavakkoli et *al.*, 2011).

D'autre part, le poids frais des plantules est aussi affecté à la baisse par la salinité ; à 50 mM de NaCl les poids frais hypocotylaïre et radriculaire varient de 0,094 g et 0,058 g. Lorsque le NaCl augmente à 100 mM, les poids frais des hypocotyles et des racicules baissent de valeurs pour passer respectivement à 0,034 g et 0,032 g. Les résultats similaires sont également signalés par Turkyilmaz (2012) et Bahrani et Pourreza (2012) chez le blé et Hapsari et Trustinah (2018) sur le soja vert affirmant qu'au-delà de 50 mM, le poids frais peut sévèrement être affecté.

Sous la contrainte saline, les réactions des graines ne dépendent pas seulement de l'action du sel mais aussi de l'intervention hormonale (Formentin et *al.*, 2018). Des travaux antérieurs ont montré que le stress salin réduirait la production d'AG3 (Kaya et *al.*, 2006) et que l'AG3 exogène pourrait augmenter la disponibilité de gibbérellines endogènes, déclenchant la levée de dormance en contrecarrant l'effet inhibiteur de l'ABA, ce qui pourrait favoriser la division et l'élongation cellulaire, la croissance en longueur de la plante et la surface foliaire (Siddiqui et *al.*, 2008; Saeidi-Sar et *al.*, 2013). En effet, le prétraitement hormonal aux gibbérellines que nous avons opéré a provoqué une réaction rapide des graines dès le premier jour du semis sous conditions salines (50 mM et à 100

mM) notamment à 100 μ M d'AG3 avec un taux final maximal de 100% dès le 2ème jour à 50 mM et dès le 4ème jour à 100 mM de NaCl. L'effet hormonal sur la précocité et le taux final de la germination est déjà confirmé par Zemani (2009) et Chouhim (2011) sur la même espèce ce qui est aussi rapporté chez d'autres espèces telles que la luzerne (Younesi et Moradi., 2014) et les lentilles (Ouji et *al.*, 2015).

L'AG3 joue un rôle dans la stimulation de la germination en augmentant le potentiel de croissance de l'embryon et en surmontant les contraintes mécaniques par l'affaiblissement des tissus entourant ou couvrant la radicule (Kucera et *al.*, 2005), et réduit l'inhibition de l'activité α -amylasique pendant la germination des graines induite par le NaCl (Lin et Kao, 1995). Les GAs activent les enzymes impliquées dans le catabolisme de l'ABA et diminuent son accumulation pendant la germination (Atia et *al.*, 2009, Miransari et Smith, 2014).

Sous stress salin, les GAs induisent la levée de la dormance physiologique des graines, augmentent l'absorption d'eau et stimule la synthèse, l'activation des enzymes hydrolytiques principalement α -amylase, libérant ainsi les sucres réducteurs et les acides aminés essentiels pour le développement de l'embryon (Khan et Ungar, 1998 ; Viera et *al.*, 2002 ; Khan et *al.*, 2004).

La croissance des plantules du gombo est aussi positivement influencée par la présence des GA3 dans le milieu d'imbibition; en effet, il faut noter un allongement significatif des hypocotyles et racicules par rapport à ceux des plantules recevant la solution saline seule, les longueurs les plus élevées sont enregistrées sous le traitement au NaCl à 50 mM en présence de l'AG3 à 100 μ M ; ces résultats sont en accord avec les travaux de Hela et *al.* (2012) sur la laitue, Bahrani et Pourreza (2012) sur le blé tendre et Shohani et *al.* (2013) sur la lentille et Al Sahil (2016) en testant la même durée d'imbibition sur le concombre.

D'autre part, les poids frais et sec des hypocotyles et racicules ont fortement augmenté par rapport aux plantules recevant du NaCl seul et celles des témoins. Ces résultats corroborent avec ceux obtenus par Radi et *al.* (2001) sur le blé (*Triticum sp.*), Hamayun et *al.* (2010) sur le Soja (*Glycine max* L.) et Abdel-Hamid et Mohamed (2014) sur l'orge (*Hordeum vulgare* L.).

Ces variations de la croissance sont tributaires de l'effet antagoniste des GAs vis-à-vis du stress salin ; en effet la salinité réduit les divisions cellulaires (Sobhanian et *al.*, 2010) et provoque une inhibition de l'activité et de l'expression des protéases importantes pour la croissance et le développement, pour l'accumulation et l'utilisation des protéines

stockées dans les graines (Lachhab et *al.*, 2013) ; par contre les GAs stimulent la division cellulaire et l'élongation des plantules (Fahad et *al.*, 2015).

Notre expérimentation a fait appel à l'action de l'acide salicylique seul ou associé au NaCl pour analyser le comportement des graines à travers la germination et la croissance des hypocotyles et racicules. L'AS est connu comme un régulateur endogène jouant un rôle important dans la stimulation de la défense contre les stress biotiques et abiotiques (Takatsuji et Jiang, 2014, Khan et *al.*, 2015). De nombreux travaux ont mis en évidence l'implication de l'AS dans la réalisation de différents programmes dans le domaine des stress (Hayat et *al.*, 2010 ; Aftab et *al.*, 2011 ; Jayakannan et *al.*, 2013).

L'addition de l'AS à 100 μ M et 200 μ M, en présence de NaCl a atténué l'effet dépressif du stress salin sur la germination des graines du gombo. Une réponse similaire a été notée, sur la tomate (Szepesi et *al.*, 2005), le maïs (Gunes et *al.*, 2007), l'haricot (Azooz, 2009) et le gombo (Hamsas, 2014).

Le stress salin affecte la germination des graines et empêche la croissance des plantules (Sayar et *al.*, 2010; Zahedi et *al.*, 2011; Thiam et *al.*, 2013) par contre le traitement salin associé à l'AS agit positivement sur la croissance hypocotylaire et raculaire des plantules (Jorjandi et Sharifi-Sirchi, 2012).

A partir de 100 mM de NaCl, le poids frais ne semble pas varié sous le prétraitement à l'AS; en effet le même PF des hypocotyles et racicules est obtenu en présence ou en absence d'AS à 100 μ M. Turkeyilmaz (2012) a rapporté qu'il n'y a pas d'effet direct de l'AS sur le PF du blé contrairement à l'AG3. Par contre le PS semble positivement influencé par l'imbibition hormonale à l'AS chez les deux concentrations salines. Ce qui corrobore avec les travaux de Farahmandfar et *al.* (2013) qui concluent que les prétraitements hormonaux à l'AS augmentent le poids sec et la longueur des racicules du fenugrec. Hamid et *al.* (2008) ont signalé que le traitement de l'acide salicylique augmente la longueur des racines et le poids sec dans le blé sous le stress de la salinité.

La diminution du taux de cytokinines a été suggérée comme une réponse précoce au stress salin. En effet, sous contrainte saline, la germination des graines et la croissance des plantules sont nettement améliorées en présence de kinétine. Les mêmes résultats sont enregistrés par Iqbal et *al.* (2006) concluant que la diminution de la concentration d'ABA chez les plantes développées à partir de graines prétraitées à la kinétine était probablement responsable de l'atténuation du stress dû au sel chez le blé. Contrairement à l'ABA qui inhibe la germination, les CK lèvent la dormance des graines. Ces CKs ont une action antagoniste sur l'ABA et effets antagonistes / synergistes de l'AIA dans divers processus

des plantes (Iqbal et *al.* 2006 ; Iqbal et *al.* 2014). Il est en effet montré que les hormones régulent la croissance et le développement des plantes de façon synergique ou antagoniste, en faisant intervenir une série de voies et de réseaux complexes (Liu et *al.*, 2010 ; Dong et *al.*, 2015; Rowe et *al.*, 2016).

L'élimination de l'inhibition de la germination par les phytohormones dépend des conditions dans lesquelles cette inhibition a été induite. Il est évident que plus d'un régulateur de croissance intervient dans la levée de la dormance induite par l'augmentation des concentrations en sel (Kabar et Baltepe, 1989).

De nombreuses recherches ont montré que la régulation de la dormance et de la levée de dormance passe par un équilibre entre promoteurs hormonaux endogènes et inhibiteurs ; en effet, une augmentation du niveau d'ABA et une diminution de celle de l'AG3 et des cytokinines ont été signalées dans les tissus des graines dans diverses conditions de stress telles que la salinité.

L'effet combiné des phytohormones (AG3/AS, AG3/Kn, AS/Kn, AG3/AS/Kn) montre une réponse hautement significative sur la précocité et le temps moyen de la germination (TMG). En effet, le prétraitement des graines aux différentes interactions hormonales accentue leur vitesse de germination sous l'effet combiné au NaCl notamment sous l'interaction AS/Kn.

Un effet positif sur la croissance des hypocotyles et des racines des plantules est enregistré chez les plantules traitées aux phytohormones ; les effets les plus significatifs sont enregistrés chez les plantules ayant subi le traitement combiné AG3/AS suivies par celui des graines prétraitées au AS/Kn.

Les résultats indiquent également une nette amélioration des biomasses fraîches des hypocotyles sous les différentes combinaisons hormonales testées. Ceci est confirmé par l'analyse de corrélation de Pearson qui révèle une corrélation positive entre les PF des hypocotyles et les différentes combinaisons. En revanche, ces dernières ne semblent pas avoir un effet significatif sur les biomasses fraîches des racines des plantules de gombo.

Différentes réponses sur le PSH sont enregistrées sous les combinaisons hormonales ; en effet, une corrélation inversement proportionnelle est notée entre le PSH et les traitements hormonaux AG3/Kn, AG3/AS/Kn, Par ailleurs, une relation positive entre les traitements hormonaux AG3/AS, AS/Kn et la PSH est enregistrée.

Il a été signalé que l'AS pourrait jouer un rôle dans certains processus physiologiques associés à l'AG ; selon Alonso-Ramírez et *al.* (2009), l'application exogène

de l'AS peut améliorer la germination des graines *d'Arabidopsis thaliana* dans des conditions de stress salin.

Shaki et *al.* (2019) montrent l'existence d'une éventuelle interaction entre l'AS et l'AG3 sous conditions stressantes intervenant dans la biosynthèse et le mécanisme d'action de l'AG3.

Les cytokinines jouent de nombreux rôles dans le développement des plantes et dans les interactions avec d'autres hormones (Kieber et Schaller, 2010 ; Hwang et *al.*, 2012). Le métabolisme des cytokinines est plus complexe que celui de l'ABA, mais les taux globaux de cytokinines sont contrôlés par une gamme de processus similaire à celle de l'ABA (synthèse, catabolisme, conjugaison et transport) (Frébort et *al.*, 2011). Les gènes du métabolisme des cytokinines sont régulés par le stress d'une manière compatible avec la réduction des taux de cytokinines dans de nombreux types de stress abiotique (Brenner et *al.*, 2012).

L'AG3 et la cytokinine exercent des effets antagonistes sur de nombreux processus de développement, notamment l'élongation des pousses et des racines, la différenciation cellulaire, la régénération des pousses en culture et l'activité des méristèmes (Greenboim-Wainberg et *al.*, 2005; Jasinski et *al.*, 2005). Weiss et Ori (2007) ont montré des interactions réciproques dépendantes du développement entre les deux hormones, dans lesquelles la cytokinine inhibe la production d'AG3 et favorise sa désactivation, tandis que l'AG3 inhibe les réponses de la cytokinine.

Une étude sur l'orge et la laitue a montré que la réponse accrue de l'AG3 en présence de la kinétine pourrait résulter de la suppression du blocage de l'ABA à l'action de l'AG3 par la kinétine (Kabar et Baltepe, 1989) ; dans cette étude, la kinétine seule n'a pas d'effet sur la germination des graines d'orge sous stress, mais l'AG3 combiné à cette hormone, en raison de la synergie, a un effet positif sur le processus de germination des graines et levée de dormance. La diminution de l'effet de GA3 en fonction de la hausse des niveaux de sel peut être due à son inefficacité à vaincre les inhibiteurs en fonction du stress après un niveau défini en l'absence de kinétine dans le milieu. Il est suggéré que l'action des cytokinines est liée à la production d'une osmolarité plus élevée ou à une résistance accrue du système racinaire au stress (Tal et Imber, 1971).

Les résultats de la deuxième partie de l'expérimentation indiquent que le stress salin affecte la croissance des plantes de gombo.

Les variations des paramètres morphologiques et physiologiques comme la longueur des parties aériennes et racinaires, la production de la biomasse, les teneurs en eau et en chlorophylles, en fonction de la salinité du milieu sont souvent des indicateurs fiables du degré de sensibilité des plantes (Karoune et *al.*, 2017). En effet, ces paramètres traduisent les effets cumulatifs de l'endommagement et de l'inhibition des fonctions physiologiques de la plante (Gonzalez-Dugo et *al.*, 2010).

Nos résultats montrent que l'appareil végétatif du gombo est plus sensible à l'effet du stress salin que son système racinaire. Farooq et *al.* (2015) et Hanin et *al.* (2016) rapportent que le développement des feuilles et des tiges est plus sensible à la salinité qu'à la croissance des racines bien que ces derniers soient le premier organe exposé au stress. La hauteur des parties aériennes est affectée négativement par le stress salin ceci pourrait vraisemblablement résulter d'une inhibition de la cytokinèse et de l'expansion cellulaire sous l'effet toxique du NaCl. De plus, ce dernier entraîne une diminution des hormones de croissance et une augmentation des hormones de stress comme par exemple l'ABA entravant ainsi l'élongation des parties aérienne et souterraine (Fahad et *al.*, 2015).

L'augmentation de la pression osmotique autour des racines résultant de l'environnement salin provoque un déséquilibre dans l'absorption d'eau et des nutriments ce qui ralentit la croissance de la plante (Sadat-Noori et *al.*, 2008 ; Aydinsakir et *al.*, 2013).

Par ailleurs, le stress salin a des effets négatifs sur les poids frais et sec des parties aériennes et racinaires. Une chute du poids frais (PF) ou du poids sec (PS) est observée pour la majorité des végétaux soumis au stress salin, mais cette réduction reste particulièrement perceptible dans la partie aérienne (Acosta-Motos et *al.*, 2017). Différents auteurs ont associé la diminution du PF ou du PS à une réduction du nombre de feuilles ou des abscissions des feuilles (Gómez-Bellot et *al.*, 2013; Fernández -García et *al.*, 2014 ; Cirillo et *al.*, 2016). Selon Cachorro et *al.* (1993) une concentration foliaire élevée en Na⁺ peut réduire l'assimilation du CO₂ en raison de la toxicité ionique. Cette réduction du poids frais des plantes et des racines en réponse au stress salin a été rapportée chez plusieurs espèces, tels que la pastèque (Yu-feng, 2006), le gombo (Ünlükara et *al.*, 2008 ; Achour, 2016), le niébé (Düzdemir et *al.*, 2009), le riz (Puvanitha et Mahendran, 2017) et les arachides (Satu et Ahmad , 2019).

Pour s'adapter au stress salin, la plante peut éviter les dommages par la réduction de sa croissance (Zhu, 2002). C'est l'effet le plus commun des stress abiotiques sur la

physiologie des plantes; la réduction de la croissance est une capacité adaptative nécessaire à la survie d'une plante exposée à un stress abiotique. En effet, ce retard de développement permet à la plante d'accumuler de l'énergie et des ressources pour contrecarrer le stress avant que le déséquilibre entre l'intérieur et l'extérieur de l'organisme n'augmente jusqu'à un seuil où les dommages seront irréversibles (Amara et Benrima, 2017).

La RWC et la RWL des feuilles sont des critères utilisés souvent pour apprécier l'état hydrique des plantes (Meloni et *al.*, 2004) et leur stabilité osmotique (Guealia et *al.*, 2017). Il a été suggéré que la capacité des plantes à maintenir des taux de transpiration normaux et une teneur en eau optimale dans ces tissus sous conditions salines est un indicateur important de la tolérance au sel, en particulier car la transpiration est liée aux taux normaux d'absorption de CO₂ pour la photosynthèse (Harris et *al.*, 2010 ; Negrão et *al.*, 2017).

Les plantes stressées perdent souvent de l'eau dans leurs tissus, ce qui peut avoir des effets importants sur l'expansion des cellules, la division cellulaire, l'ouverture stomatique, l'accumulation d'ABA (Vishwakarma et *al.*, 2017).

En effet, la RWC des feuilles de plantes d'*Abelmoschus esculentus* (L.) cultivées sous stress salin, diminue lorsque la concentration en NaCl augmente dans le milieu. Ces données corroborent avec celles obtenues par Achour (2016), Ouis (2016) et Guealia et *al.* (2017) sur la même espèce. En outre, la transpiration des feuilles exposées au NaCl baisse sous l'effet de NaCl déjà rapporté par Arbaoui (2016) sur la tomate. En effet, l'augmentation des concentrations en NaCl dans la zone racinaire affecte la plante entière en particulier les feuilles (Rochdi et *al.*, 2005), cette sensibilité se traduit par une diminution du contenu hydrique des tissus (Hamrouni et *al.*, 2008) et la limitation des pertes en eau par transpiration (Rengasamy, 2006 ; Soualmi et *al.*, 2017). Selon Rochdi et *al.* (2005), cette diminution est due à la toxicité des ions Na⁺ et/ou Cl⁻ accumulés au niveau du cytoplasme à des seuils qui dépassent la capacité de compartimentation dans la vacuole. Par ailleurs, la salinité s'accompagne d'une diminution du contenu hydrique des plantes suite aux changements métaboliques grâce à l'ajustement osmotique (Acosta-Motos et *al.*, 2017).

La chlorophylle est l'un des pigments les plus importants ; les changements dans les paramètres photosynthétiques pourraient potentiellement être utilisés comme un bio-indicateur de la tolérance à la salinité chez les plantes (Benmakhlouf, 2018). Nos résultats ont montré que la teneur en Chl a, b et caroténoides diminue sous l'effet des concentrations croissantes de NaCl, à l'exception de la concentration 50 mM où il est noté une légère

augmentation par rapport au témoin pour la chlorophylle « a » et les caroténoïdes. Ces résultats corroborent avec ceux rapportés par Hamidi-Moghaddam et *al.* (2019).

Selon Naumann et *al.* (2007), la salinité est connue pour inhiber la photosynthèse chez beaucoup d'espèces par suite de la fermeture des stomates, en limitant de cette façon la diffusion du CO₂ dans les chloroplastes (Fryer et *al.*, 1998) et altère le PSII (Kalaji et *al.*, 2011; Jajoo, 2013). D'autre part, la diminution des teneurs en pigments chlorophylliens sous stress salin est due à l'oxydation de la chlorophylle et d'autres pigments chloroplastiques et à l'instabilité du complexe pigment-protéine sous l'influence de la salinité (Stepien et Klobus, 2006 ; Sabir et *al.*, 2009).

La réduction des concentrations des chlorophylles est probablement due à l'effet inhibiteur des ions Na⁺ et Cl⁻ accumulés dans les tissus foliaires sur la biosynthèse de différentes fractions de chlorophylle créant souvent une toxicité, ce qui entraîne une chlorose et une nécrose des feuilles (Acosta-Motos et *al.*, 2017). Le NaCl a un effet antagoniste sur l'absorption de l'azote, composante essentielle de la structure de la molécule chlorophyllienne (Feigin et *al.*, 1991). D'autre part, la réduction de la concentration en chlorophylle en conditions de stress salin est attribuée à l'augmentation de l'activité des enzymes catalytiques (Tuna et *al.*, 2008). De plus, il est mis en évidence que le sel affecte les métabolismes cellulaires et provoque la dégénérescence des organites cellulaires (Abbas et *al.*, 2013), inhibe la synthèse de l'acide 5-aminolévulinique, un précurseur de la chlorophylle (Santos, 2004) et détruit les enzymes photosynthétiques (Youssef et Awad, 2008). Le stress salin conduit à une augmentation de la production des espèces réactives de l'oxygène ; l'accumulation de radicaux libres d'oxygène dans les cellules végétales sous contrainte conduit à la peroxydation des acides gras insaturés des membranes thylakoïdes et par conséquent à une dégradation accrue de la chlorophylle (Miller et *al.*, 2010).

Les caroténoïdes, antioxydant, ont le potentiel de détoxifier les plantes des effets des espèces réactives de l'oxygène (Verma et Mishra, 2005). Nos résultats montrent que la salinité a entraîné une diminution du contenu en caroténoïdes foliaires. Ces résultats concordent avec ceux trouvés par Singh et *al.* (2008) sur des génotypes de maïs et Taïbi et *al.* (2016) sur l'haricot. La diminution du contenu en caroténoïdes a indiqué que la protection par le caroténoïde n'était pas l'un des mécanismes les plus importants en présence de stress salin.

Pour limiter les conséquences d'un stress osmotique, les cellules doivent mettre en place un dispositif permettant le maintien de l'absorption d'eau et la protection des

structures les plus sensibles comme les membranes et les systèmes enzymatiques surtout dans les organes jeunes, c'est la stratégie de l'ajustement osmotique (Radhouane, 2013).

Les métabolites impliqués dans cet ajustement sont assez variés, parmi eux, on évoque fréquemment les sucres solubles et la proline (Nounjan et *al.*, 2018). L'accumulation de ces composés varie dans de larges proportions suivant l'espèce, le stade de développement et le niveau de la salinité (Zouaoui et *al.*, 2018).

La proline peut être considérée comme un marqueur métabolique du niveau de stress dû au sel chez les plantes (Ahmad et *al.*, 2010 ; Shamshiri et Fattahi, 2014). Les concentrations au NaCl utilisées dans cette expérimentation ont entraîné une augmentation significative de la teneur en proline libre dans les feuilles et les racines des plantes notamment sous 200 mM de NaCl. Une accumulation préférentielle de cet acide aminé est enregistrée au niveau foliaire ; ces résultats sont en accord avec ceux de Achour, (2016) ; Guealia (2018) et Zhu et *al.* (2019) sur la même espèce, Gharsallah et *al.* (2016) sur la tomate et Rahnesan et *al.* (2018) sur le pistachier. Selon Silva-Ortega et *al.* (2008), la proline s'accumule préférentiellement dans les feuilles afin de maintenir le niveau de chlorophylle et la turgescence des cellules dans le but de protéger l'activité photosynthétique en cas de stress salin. La proline intervient dans l'osmorégulation, la protection membranaire, la stabilité des enzymes / protéines et le piégeage des radicaux libres (Misra et Saxena, 2009 ; Hasanuzzaman et *al.*, 2013). Cette augmentation de la proline sous contrainte saline peut être liée aux alternances d'activités enzymatiques impliquées dans la biosynthèse et la dégradation de la proline, telles que la 1-Pyrroline-5-carboxylate synthétase (P5C synthétase) dont la synthèse est induite par le stress salin (Kavi Kishor et *al.*, 2005; Szabados et Savoure, 2010). Selon les résultats du test de corrélation de Pearson, une grande accumulation de proline est corrélée à une diminution en pigments chlorophylliens (Chl a et b et caroténoïdes) ; cette corrélation est fortement négative pour ces deux paramètres. Ces résultats suggèrent l'existence d'une relation vraisemblable entre les voies de biosynthèse des pigments chlorophylliens et de la proline ce qui est rapporté par Benmakhlouf (2018).

Il est signalé que la salinité élevée induit un stress oxydatif chez différents végétaux (Ashraf et Harris, 2004 ; Chawla et *al.*, 2013; Shabala et Munns, 2017). Sous conditions stressantes, le niveau de ROS augmente dans les tissus de la plante à la suite d'irrégularités dans la chaîne de transport d'électrons et de l'accumulation de pouvoir photoréducteur. Cet excès d'énergie électrochimique peut être dissipé par la réaction de Mehler, ce qui entraîne la génération de ROS, notamment de H₂O₂ (Asada, 1999), ainsi que des dommages aux

membranes, qui se traduisent par des niveaux élevés de MDA (Pérez-López et *al.*, 2009; Sharma et *al.*, 2012; Chawla et *al.*, 2013 ; Mittova et *al.*, 2015). Nos résultats indiquent que le stress salin a engendré un stress oxydatif, traduit par une accumulation de peroxyde d'hydrogène et une peroxydation lipidique notamment au niveau foliaire indiquant une instabilité de la membrane cellulaire des cellules des plantes de gombo. Ces résultats corroborent avec ceux rapportés par Carrasco-Ríos et Pinto (2014) sur le Maïs; Achour (2016) sur le gombo et Dharamvir et *al.* (2018) sur le pois chiche. Bien que la teneur en proline soit augmentée sous stress salin, elle reste insuffisante pour réduire les dommages oxydatifs causés par l'accumulation de H₂O₂ et l'augmentation consécutive de la peroxydation lipidique, les mêmes observations ont été enregistrées par Nxele et *al.* (2017) sur le Sorgho. Bien que chaque type de stress ait ses propres caractéristiques, presque tous les facteurs de stress abiotiques modifient l'état d'oxydo-réduction cellulaire (Linić et *al.*, 2019). Les composés phénoliques, en raison de leur structure, sont couramment associés à la détoxification d'espèces réactives de l'oxygène présentant plusieurs activités biologiques importantes atténuant le stress oxydatif (Wang et *al.*, 2012 ; Cirillo et *al.*, 2012).

D'après nos résultats une accumulation foliaire en polyphénol est enregistrée sous salinité contrairement aux racines. L'augmentation foliaire des teneurs en polyphénols pourrait être due à la diversité des enzymes impliquées dans leur biosynthèse dans les plantes ; ainsi, la synthèse de plusieurs produits peut être catalysée par une seule enzyme, soit à partir de substrats différents (Maury, 1999 ; Allina, 1998). Par ailleurs, les travaux d'Awika et Rooney (2004) et de De Abreu et Mazzafera (2005) attribuent cette variation des teneurs en polyphénols à la variabilité génétique des espèces et à leur environnement. Chunthaburee et *al.* (2015) et Minh et *al.* (2016) ont observé une augmentation des teneurs en polyphénols totaux chez les plants de riz cultivés sous stress salin.

Selon la littérature, l'orge stressée par le sel produit des quantités élevées de métabolites secondaires, notamment des flavonoïdes et d'autres composants phénoliques, atténuant ainsi les répercussions ioniques du stress salin (Ahmed et *al.*, 2013 ; Piasecka et *al.*, 2017). Les flavonoïdes sont un groupe important de métabolites secondaires antioxydants (Saito et *al.*, 2013; Nguyen et *al.*, 2016). Nakabayashi et *al.* (2014) ont montré que les flavonoïdes, ayant une forte activité de piégeage radicalaire, contribuent à l'atténuation du stress oxydatif et de la sécheresse chez *Arabidopsis thaliana*. Nos résultats sur l'analyse des flavonoïdes au niveau des feuilles et des racines montrent que ces derniers se concentrent plus dans les feuilles que dans la partie souterraine en accord avec Gondor et *al.* (2014) sur des variétés de blé ; ceci peut être dû à la biosynthèse de ces

composés phénoliques ou de leurs précurseurs dans les racines puis leur transport vers les feuilles pour atténuer l'effet dépressif du stress (Bidai, 2017).

D'après les résultats, une forte accumulation des flavonoïdes foliaires sous 50 et 100 mM de NaCl est enregistrée ; l'effet 200 mM s'accompagne d'une diminution de la teneur en flavonoïdes foliaires des plantes. Les résultats obtenus par Rezazadeh et *al.* (2012) sur l'artichaut indiquent que la teneur en flavonoïdes augmente sous concentration saline modérée et diminue sous concentration élevée. Tattini et *al.* (2006) ont mentionné une relation étroite entre la tolérance au stress oxydatif et l'accumulation de flavonoïdes. Plusieurs travaux ont rapporté une importante accumulation de flavonoïdes dans les cellules du mésophylle dans la vacuole (Gould et *al.*, 2002 ; Kytridis et Manetas, 2006 ; Agatti et *al.*, 2011) et les chloroplastes (Agati et *al.*, 2007) ; Sakihama et *al.* (2000) affirment que cette distribution des flavonoïdes du mésophylle peut avoir une importance dans la réduction du peroxyde d'hydrogène (H_2O_2) qui peut s'échapper librement du chloroplaste dans des conditions de stress sévères.

Les hormones végétales sont des messagers chimiques agissant comme des molécules de signalisation, leurs systèmes complexes de signalisation hormonale et Crosstalk font de ces messagers de parfaits candidats pour faciliter les réponses de défense au stress, de ce fait, les plantes ont développé des mécanismes reconnaissant le signal du stress, favorisant ainsi une réponse optimale de la croissance face au stress de la salinité (Jalil et Ansari, 2019). En effet, divers travaux ont montré que le NaCl affecte l'homéostasie hormonale en diminuant les niveaux des cytokinines et des gibbérellines et en augmentant le niveau d'acide abscissique (Tounekti et *al.*, 2011 ; Hamayun et *al.*, 2015).

Le rôle des régulateurs de croissance lors du stress salin a fait l'objet d'études approfondies chez différentes espèces (Iqbal et *al.* 2012 ; Nimir et *al.*, 2015) ; Dans cette expérimentation, la pulvérisation hormonale à l'AG3/AS et Kn/AS a amélioré la croissance des plantes sous stress salin ; en effet, les biomasses fraîches et sèches des parties aériennes et racinaires sont positivement influencées par les traitements hormonaux. Des observations similaires sont rapportées chez les fraises, le maïs et les pommes (Sharma et Singh, 2009; Gunes et *al.*, 2007; Pan et *al.*, 2008). Selon Kim et *al.* (2009), une augmentation de la teneur en AG3 bioactif endogène en réponse à une application exogène d'AG3, Kn et AS a suggéré le rôle favorable de ces régulateurs de croissance dans le métabolisme des gibbérellines. Hamayun et *al.* (2010), ont prouvé que l'application exogène de l'AG3 atténue les effets néfastes du stress salin et rétablit la croissance normale du soja.

Selon nos résultats, une nette amélioration dans les longueurs des parties aériennes et racinaires est enregistrée sous le traitement AG3/AS ; par contre, le traitement AS/Kn ne semble pas avoir d'effet sur la hauteur des tiges et racines. D'autre part, les paramètres physiologiques tels que la RWC, RWL et pigments photosynthétiques sont positivement influencés par les deux traitements hormonaux combinés (AG3/AS et AS/Kn).

L'application de l'AS combiné à l'AG3 ou Kn justifie les premières conclusions concernant l'effet positif de ces hormones sur la croissance de certaines cultures, notamment le maïs (Khodary, 2004), le tournesol (Noreen et *al.*, 2012), le concombre (Gurmani et *al.*, 2018) et l'orge (Abdel-hamid et Mohamed, 2014). Cela pourrait éventuellement impliquer une stimulation de l'activité de la RubisCO et de la biosynthèse de pigments de feuilles. De plus, l'augmentation de la RWC des feuilles en réponse à l'application de l'AS pourrait être un symptôme adaptatif permettant d'améliorer le degré d'humidité et de maintenir l'équilibre hydrique des tissus végétaux sous le stress osmotique induit par la salinité (Li et *al.*, 2014 ; Rady et Mohamed, 2015).

Nimir et *al.* (2016) ont constaté que l'AG3 et la kinétine ont entraîné une augmentation significative du taux de photosynthèse, de la conductance stomatique et du taux de transpiration chez les plantes de Sorgho. Selon Ayub et *al.* (2018), l'apport d'AG3 sous contrainte saline s'est avéré très efficace pour atténuer les dommages causés par le sel en favorisant la croissance en longueur et le poids frais et sec des racines et des tiges de gombo.

Hamayun et *al.* (2010) ont signalé le rôle de l'AG3 dans l'atténuation de la salinité du soja. Ils ont constaté que l'application de l'AG3 favorisait de manière significative la longueur et la biomasse des plantes. Abdel-hamid et Mohamed (2014) ont montré que l'application de l'AG3 à 100 μM contrecarre la salinité à 100 et 300 mM, en améliorant la perméabilité membranaire et les teneurs des nutriments au niveau foliaire, aussi en induisant des modifications physicochimiques responsables de l'adaptation de l'orge à la tolérance au sel.

De même, Maggio et *al.* (2010) ont testé les effets de l'application de l'AG3 à 100 mg.l^{-1} sur les plantes de tomate exposées à trois concentrations de sel (28, 55, 88 mM Na et 55, 111, 177 mM de Cl). Ils ont suggéré que le traitement à l'AG3 réduit la résistance stomatique et améliore l'utilisation de l'eau par la plante de 30% à une faible concentration de NaCl. Les mêmes auteurs ont montré que l'application de l'AG3 peut compenser le déficit en croissance induit par le sel et facilite par conséquent l'adaptation des plantes à un environnement salin.

L'application foliaire de l'AS atténue les effets indésirables induits par le NaCl sur les paramètres de croissance, la chlorophylle, la proline et la teneur relative en eau de deux variétés de blé (Mohammadi et *al.*, 2019). En parallèle, selon Khan et *al.* (2014), le stress oxydatif induit par le NaCl chez *Hordeum vulgare* est atténué par l'apport d'AS induisant ainsi une réduction du malondialdéhyde cellulaire (MDA) et des ROS tel que le H₂O₂ ce qui corrobore parfaitement avec nos résultats. L'effet de l'AS sur la capacité photosynthétique, pourrait être attribuée à la stimulation de la RuBisCO et à l'accumulation de pigments (Fahad et *al.*, 2015) ce qui entraîne une teneur plus élevée en pigments dans les plantes traitées à l'AS.

La kinétine améliore l'inhibition de la croissance chez plusieurs plantes cultivées exposées à la salinité (Wu et *al.*, 2012) ou au stress métallique (Singh et Prasad, 2014). Il a été signalé que le Kn augmentait la tolérance au sel du soja grâce à son interaction avec d'autres hormones de croissance (Hamayun et *al.*, 2015). Selon ces derniers, l'application exogène de cette phytohormone peut atténuer les effets toxiques sur la croissance et la photosynthèse en modulant le profil endogène d'autres hormones de croissance, notamment l'AS, l'AG3 et l'acide jasmonique, alors qu'elle agit de manière antagoniste par rapport à d'autres hormones, tel que l'ABA. Chez le concombre, le traitement par la Kn améliore la tolérance au sel, à cause de son effet positif sur la croissance, la sélectivité ionique, l'efficacité d'utilisation de l'eau, la biomasse végétale et le rendement en production (Gurmani et *al.*, 2018). Ces mêmes auteurs montrent que les effets bénéfiques des traitements à la Kn ont également été mis en évidence, suite à l'augmentation de l'activité photosynthétique, d'une diminution de la dégradation de la chlorophylle et d'une nette amélioration de la perméabilité membranaire, l'osmorégulation et des systèmes de défense anti-oxydants.

Nos résultats montrent que l'augmentation de la teneur en polyphénols totaux et flavonoïdes est favorisée en présence des phytohormones. Cette augmentation est plus marquée sous la combinaison AS/Kn en présence de NaCl à 200 mM. Ces résultats sont confirmés par Ahanger et *al.* (2018) testant l'effet combiné du NaCl et de la Kinétine sur les teneurs en flavonoides et polyphénols totaux sur *Solanum lycopersicum* et Grzeszczuk et *al.* (2018) testant l'effet combiné du NaCl et de l'AS sur les teneurs en polyphénols totaux sur *Salvia coccinea*.

Au terme de ce travail que nous venons de commenter, il est possible d'apporter quelques éléments essentiels à retenir :

Au stade germinatif en conditions contrôlées, le stress salin diminue la précocité et la vitesse de la germination chez *Abelmoschus esculentus* (L.) sans influencer le taux final de germination. L'étude de la cinétique de germination indique que la présence de NaCl dans le milieu entraîne une augmentation de la durée du processus de germination. L'émergence de l'appareil végétatif est affectée par les concentrations croissantes de NaCl ainsi que l'évolution de la biomasse fraîche très influencée par le NaCl contrairement à la biomasse sèche. Nos résultats indiquent que la salinité semble être un facteur limitant pour la germination des graines du gombo.

D'autre part, il faut remarquer dans cette expérimentation que les prétraitements hormonaux à l'AG3, à l'AS et à la Kn testés ont joué un rôle important dans la réponse des plantes à la salinité en augmentant la capacité germinative des graines du gombo. Cette action se traduit par des augmentations dans la précocité, la vitesse et le taux final de la germination. De même ces phytohormones ont agi de façon positive sur la longueur hypocotylaïre et radiculaire et les poids frais et sec des plantules du gombo. Ainsi, l'AG3 (100 μ M), l'AS (200 μ M) et la Kn (100 μ M) peuvent contribuer à l'atténuation des effets délétères du stress salin et améliorer la germination des graines et la croissance des plantules du gombo.

Les combinaisons hormonales AS/AG3, AS/Kn apparaissent plus efficaces dans l'induction de la tolérance à la salinité au stade germination en améliorant la germination des graines ce qui permet de présumer d'une levée de leur dormance et en accélérant la croissance des plantules.

Au stade plante, l'effet du stress salin est remarquable car l'augmentation de la concentration en NaCl dans le milieu provoque un ralentissement de la croissance des plantes notamment sous 100 et 200 mM. Une chute de la RWC, des chlorophylles a et b et des caroténoïdes est aussi enregistrée. Le stress salin implique un stress oxydatif se traduisant par une accumulation de peroxyde d'hydrogène et d'une peroxydation lipidique indiquant l'instabilité de la membrane cellulaire notamment sous 100 et 200 mM de NaCl. En parallèle le NaCl engendre une accumulation d'antioxydants non enzymatiques tels que les flavonoïdes et polyphénols sous concentrations modérées ; par contre ces antioxydants baissent dès que la concentration en NaCl atteint 200 mM.

L'apport hormonal améliore nettement la réponse des plantes stressées au NaCl. En effet, une forte amélioration des réponses physiologiques et biochimiques est enregistrée.

Combinées au NaCl, les phytohormones testées stimulent la croissance des plantes en améliorant le statut hydrique des plantes ; de même ces combinaisons hormonales améliorent la tolérance à la salinité chez les plantes par la diminution du stress oxydatif en activant le système antioxydant et en diminuant l'accumulation de la proline.

A ce stade de développement, et d'après les résultats obtenus sur les deux combinaisons hormonales testées, il faut noter que le couple AG3/AS semble le plus efficace dans l'induction de la tolérance à la salinité.

Au terme de cette conclusion, il serait intéressant pour compléter cette analyse et apporter de nouvelles informations d'envisager d'autres axes de recherche dans cette thématique.

Bien que ce travail ait pour objectif de caractériser la réaction du gombo (*Abelmoschus esculentus*. L) vis-à-vis du stress salin, en présence et en absence d'hormones végétales, plusieurs autres questions restent encore posées comme :

- ✓ Examiner d'autres concentrations et étudier d'autres phytohormones pour déterminer celles qui seront les plus appropriées dans l'atténuation des effets du stress salin au cours des différentes phases de la germination des graines du gombo.
- ✓ Compléter cette étude par des travaux à des stades de développement plus avancés dans le but de mieux élucider les mécanismes d'adaptation de cette espèce en conditions stressantes.
- ✓ Rechercher la variabilité génique du gombo sous contrainte saline.

*Références
Bibliographiques*

- Abbas, G., Saqib, M., Rafique, Q., Rahman, M. A., Akhtar, J., Haq, M. A., & Nasim, M. (2013). Effect of salinity on grain yield and grain quality of wheat (*Triticum aestivum* L.). *Pak. J. Agri. Sci*, 50(2), 185-189.
- AbdElgawad, H., Zinta, G., Hegab, M. M., Pandey, R., Asard, H., & Abuelsoud, W. (2016). High salinity induces different oxidative stress and antioxidant responses in maize seedlings organs. *Frontiers in Plant Science*, 7, 276.
- Abdel-Hamid, A.M.E. & Mohamed, H. I. (2014). The effect of the exogenous gibberellic acid on two salt stressed barley cultivars. *European Scientific Journal*, 10(6), 228-245.
- Abdelhamid, A.M.E. (2014). Physiological and molecular markers for salinity tolerance in four barley cultivars. *Euro. Sci. J.*, 10, 252-272.
- Abreu, I. A., Farinha, A. P., Negrão, S., Gonçalves, N., Fonseca, C., Rodrigues, M., & al. (2013). Coping with abiotic stress: proteome changes for crop improvement. *J. Proteom.* 93, 145–168.
- Achour, A. (2016). Caractérisation physiologique et biochimique du gombo (*Abelmoschus esculentus* L.) sous stress salin. Thèse de Doctorat, Université Oran 1.
- Acosta-Motos, J. R., Ortuño, M. F., Bernal-Vicente, A., Diaz-Vivancos, P., Sanchez-Blanco, M. J., & Hernandez, J. A. (2017). Plant responses to salt stress: adaptive mechanisms. *Agronomy*, 7(1), 18.
- Adel, J., & Bader, J. (2002). Studies of some traits related to salinity tolerance in bread wheat (*Triticum aestivum* L.). Proceeding of the International Symposium on optimum resources utilization in salt-affected Ecosystems in arid and semi-arid regions, Cairo, Egypt, p.102.
- Adetuyi, F., & Osagie, A. (2011). Nutrient, antinutrient, mineral and zinc bioavailability of okra *Abelmoschus esculentus* (L) Moench variety. *American Journal of Food and Nutrition*, 1(2), 49–54.
- Adetuyi, F., & Osagie, A. (2011). Nutrient, antinutrient, mineral and zinc bioavailability of okra *Abelmoschus esculentus* (L) Moench variety. *American Journal of Food and Nutrition*, 1(2), 49–54.
- Aftab, T., Khan, M. M. A., da Silva, J. A. T., Idrees, M., & Naeem, M. (2011). Role of salicylic acid in promoting salt stress tolerance and enhanced artemisinin production in *Artemisia annua* L. *Journal of plant growth regulation*, 30(4), 425-435.
- Agati, G., Biricolti, S., Guidi, L., Ferrini, F., Fini, A., & Tattini, M. (2011). The biosynthesis of flavonoids is enhanced similarly by UV radiation and root zone salinity in *L. vulgare* leaves. *Journal of plant physiology*, 168(3), 204-212.
- Agati, G., Matteini, P., Goti, A., & Tattini, M. (2007). Chloroplast-located flavonoids can scavenge singlet oxygen. *New Phytologist*, 174(1), 77-89.
- Ahanger, M. A., Alyemeni, M. N., Wijaya, L., Alamri, S. A., Alam, P., Ashraf, M., & Ahmad, P. (2018). Potential of exogenously sourced kinetin in protecting *Solanum lycopersicum* from NaCl-induced oxidative stress through up-regulation of the antioxidant system, ascorbate-glutathione cycle and glyoxalase system. *PloS one*, 13(9), e0202175.

- Ahmad, M. S. A., Ashraf, M., & Ali, Q. (2010). Soil salinity as a selection pressure is a key determinant for the evolution of salt tolerance in Blue Panicgrass (*Panicum antidotale* Retz.). *Flora-Morphology, Distribution, Functional Ecology of Plants*, 205(1), 37-45.
- Ahmad, P., Jaleel, C. A., & Sharma, S. (2010b). Antioxidant defense system, lipid peroxidation, proline-metabolizing enzymes, and biochemical activities in two *Morus alba* genotypes subjected to NaCl stress. *Russian Journal of Plant Physiology*, 57(4), 509-517.
- Ahmad, P., Jaleel, C. A., Azooz, M. M., & Nabi, G. (2009). Generation of ROS and non-enzymatic antioxidants during abiotic stress in plants. *Botany Research International*, 2(1), 11-20.
- Ahmad, P., Jaleel, C. A., Salem, M. A., Nabi, G., & Sharma, S. (2010a). Roles of enzymatic and nonenzymatic antioxidants in plants during abiotic stress. *Critical reviews in biotechnology*, 30(3), 161-175.
- Ahmadi M, Zamani S, Salehpour H and Rahmati Motlagh Z (2016). Effect of salinity stress on germination and heterotrophic growth of wild okra (*Corchorus olitorius* L.). *Seeds Journal of Research In Ecology*, 4(1), 94-100.
- Ahmadi, N., Baroiller, J. F., Carreras, H. D. C., & Morillon, R. (2016). Adaptation to salinity. In *Climate change and agriculture Worldwide* (pp. 45-58). Springer, Dordrecht.
- Ahmadizadeh, M., Shahbazi, H., Valizadeh, M., & Zaefizadeh, M. (2011). Genetic diversity of durum wheat landraces using multivariate analysis under normal irrigation and drought stress conditions. *African Journal of Agricultural Research*, 6(10), 2294-2302.
- Ahmed I.M., Dai H.X., Zheng W., Cao F.B., Zhang G.P., Sun D., Wu F.B. (2013). Genotypic differences in physiological characteristics in the tolerance to drought and salinity combined stress between Tibetan wild and cultivated barley. *Plant Physiol. Biochem* 63, 49-60.
- Akcin, A., & Yalcin, E. (2016). Effect of salinity stress on chlorophyll, carotenoid content, and proline in *Salicornia prostrata* Pall. and *Suaeda prostrata* Pall. subsp. *prostrata* (Amaranthaceae). *Brazilian Journal of Botany*, 39(1), 101-106.
- Al Sahil, A.A. (2016). Effect of gibberellic and salicylic acids pre-soaking on seed germination attributes of cucumber (*Cucumis sativus* L.) under induced salt stress. *Cercetari Agronomice in Moldova*, 49(1), 99-109.
- Aldesuquy, H.S., Baka, Z .A., & Mickky. B.M. (2013). Wheat can acclimate to seawater by pretreatment with kinetin and spermine through osmotic adjustment and solutes allocation. *J. of Stress Physiology & Biochemistry*, 9(3), 181-198.
- Allina, S. M., Pri-Hadash, A., Theilmann, D. A., Ellis, B. E. & Douglas, C. J. (1998). 4-coumarate: Coenzyme A ligase in hybrid poplar. *Plant Physiol.* 116, 743-754.
- Allu, A. D., Soja, A. M., Wu, A., Szymanski, J., & Balazadeh, S. (2014). Salt stress and senescence: identification of cross-talk regulatory components. *Journal of experimental botany*, 65(14), 3993-4008.
- Alonso-Ramírez, A., Rodríguez, D., Reyes, D., Jiménez, J. A., Nicolás, G., López-Climent, M., ... & Nicolás, C. (2009). Cross-talk between gibberellins and

- salicylic acid in early stress responses in *Arabidopsis thaliana* seeds. *Plant signaling & behavior*, 4(8), 750-751.
- Al-Shiblawi, F. (2017). Adaptation des plantes à la salinité: caractérisation de variants écotypiques et de lignées invalidées pour des systèmes de transport de Na⁺ chez le riz. Thèse de Doctorat. Montpellier, SupAgro.
 - Álvarez, S., & Sánchez-Blanco, M. J. (2014). Long-term effect of salinity on plant quality, water relations, photosynthetic parameters and ion distribution in *Callistemon citrinus*. *Plant Biology*, 16(4), 757-764.
 - Amara, N., Benrima, A. (2017). Effet de la contrainte saline sur la croissance et le développement de la coriandre *Coriandrum sativum* L. *Revue Agrobiologia*, 7(1), 203-209.
 - Ambede, J. G., Netondo, G. W., Mwai, G. N., & Musyimi, D. M. (2012). NaCl salinity affects germination, growth, physiology, and biochemistry of bambara groundnut. *Brazilian Journal of Plant Physiology*, 24(3), 151-160.
 - Amirjani MR. (2010). Effect of NaCl on some physiological parameters of rice. *European Journal of Biological Sciences*. 3(1), 6-16. 60.
 - Anaya, F., Fghire, R., Wahbi, S., & Loutfi, K. (2018). Influence of salicylic acid on seed germination of *Vicia faba* L. under salt stress. *Journal of the Saudi Society of Agricultural Sciences*, 17(1), 1-8.
 - AOAC, (1955). Association of official analytical chemists, official methods of analysis. Published by the AOAC., Po.box 540, Washington.
 - Apse, M. P., & Blumwald, E. (2007). Na⁺ transport in plants. *FEBS letters*, 581(12), 2247-2254.
 - Arbaoui, M. (2016). Effet du stress salin sur des plantules de Tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill) cultivées sur substrat sableux amendé en bentonite. Thèse de Doctorat en Sciences Biologiques, Université Oran 1 Ahmed Ben Bella.
 - Arfan, M., A. Habib and M. Ashraf. (2007). Does exogenous application of salicylic acid through the rooting medium modulate growth and photosynthetic capacity in two differently adapted spring wheat cultivars under salt stress. *J. Plant Physiol*, 164(6), 685-694.
 - Asada, K. (1999). The water-water cycle in chloroplasts: scavenging of active oxygens and dissipation of excess photons. *Annual review of plant biology*, 50(1), 601-639.
 - Ashraf, M., & Ali, Q. (2008). Relative membrane permeability and activities of some antioxidant enzymes as the key determinants of salt tolerance in canola (*Brassica napus* L.). *Environmental and Experimental Botany*, 63(1-3), 266-273.
 - Ashraf, M., & Foolad, M. (2007). Roles of glycine betaine and proline in improving plant abiotic stress resistance. *Environmental and experimental botany*, 59(2), 206-216.
 - Ashraf, M., & Harris, P.J.C. (2004). Potential biochemical indicators of salinity tolerance in plants. *Plant science*, 166(1), 3-16.
 - Ashraf, M., & Harris, P.J.C. (2013). Photosynthesis under stressful environments: an overview. *Photosynthetica*, 51(2), 163-190.
 - Ashraf, M., Karim, F., & Rasul, E. (2002). Interactive effects of gibberellic acid (GA3) and salt stress on growth, ion accumulation and photosynthetic capacity of two

- spring wheat (*Triticum aestivum* L.) cultivars differing in salt tolerance. *Plant Growth Regulation*, 36, 49-59.
- Askri, H., Rejeb, S., Jebbari, H., Nahdi, H. & Rejeb, M. (2007). Effet du chlorure de sodium sur la germination des graines de trois variétés de pastèque (*Citrullus lanatus* L.). *Science et changements planétaires / Sécheresse*, 18(1), 51-5.
 - Atia, A., Debez, A., Barhoumi, Z., Smaoui, A. & Abdelly C. (2009). ABA, GA3, and nitrate may control seed germination of *Crithmum maritimum* (Apiaceae) under saline conditions. *C. R. Biologies*, 332, 704–710.
 - Atia, A., Rabhi, M., Debez, A., Barhoumi, Z., Abdelly, C., & Smaoui, A. (2011). Factors controlling germination and dormancy processes in dimorphic fruits of *Atriplex inflata* (Chenopodiaceae). *Plant Ecology and Evolution*, 144(3), 307-312.
 - Awika, J. M., & Rooney, L. W. (2004). Sorghum phytochemicals and their potential impact on human health. *Phytochemistry*, 65(9), 1199-1221.
 - Aydınoğlu, K., Erdal, Ş., & Pamukçu, M. (2013). The effects of different salt concentrations on germination and seedling parameters of silage corn (*Zea mays* L.) varieties. *Anadolu Tarım Bilimleri Dergisi*, 28(2), 94-100.
 - Ayub, Q., Khan, S. M., Hussain, A. K. I., Ahmad, Z., & Khan, M. A. (2018). 2. Effect of gibberellic acid and potassium silicate on physiological growth of Okra (*Abelmoschus esculentus* L.) under salinity stress. *Pure and Applied Biology*, 7(1), 8-19.
 - Azooz, M. M. (2009). Salt stress mitigation by seed priming with salicylic acid in two faba bean genotypes differing in salt tolerance. *Int J Agric Biol*, 11(4), 343-350.
 - Baghbani A, Forghani AH, Kadkhodaie A. (2013) .Study of salinity stress on germination and seedling growth in greenhouse cucumber cultivars. *Journal of Basic and Applied Scientific Research*, 3,1137-1140.
 - Bagheri, M. Z. (2014). The effect of maize priming on germination characteristics, catalase and peroxidase enzyme activity and total protein content under salt stress. *Int J Biosci*, 4(2), 104-112.
 - Bahrani, A. & Pourreza, J. (2012). Gibberellic acid and salicylic acid effects on seed germination and seedlings growth of wheat (*Triticum aestivum* L.) under salt stress condition. *World App Sci J*, 18(5), 633-641.
 - Bandurska, H., Niedziela, J., Pietrowska-Borek, M., Nuc, K., Chadzinikolaou, T., & Radzikowska, D. (2017). Regulation of proline biosynthesis and resistance to drought stress in two barley (*Hordeum vulgare* L.) genotypes of different origin. *Plant Physiology and Biochemistry*, 118, 427-437.
 - Barciszewski, J., Siboska, G., Rattan, S. I., & Clark, B. F. (2000). Occurrence, biosynthesis and properties of kinetin (N6-furfuryladenine). *Plant Growth Regulation*, 32(2-3), 257-265.
 - Barrs, H. D., & Weatherley, P. E. (1962). A re-examination of the relative turgidity technique for estimating water deficits in leaves. *Australian Journal of Biological Sciences*, 15(3), 413-428.
 - Bartels, D., & Sunkar, R. (2005). Drought and salt tolerance in plants. *Critical reviews in plant sciences*, 24(1), 23-58.

- Bastam, N., Baninasab, B., & Ghobadi, C. (2013). Improving salt tolerance by exogenous application of salicylic acid in seedlings of pistachio. *Plant growth regulation*, 69(3), 275-284.
- Belahcene, N., Mouaïssia, W., Zenati, N., & Djebbar, M. R. (2015). Étude de l'effet d'un stress oxydatif cause par un herbicide systemique Cossack sur le blé dur (*Triticum durum* Desf). *International Journal of Innovation and Scientific Research*, 14, 104-111.
- Belkhodja, M. (1996). Action de la salinité sur le comportement physiologique, métabolique chez la fève (*Vicia faba* L.). Thèse de doctorat, Université d'Oran. 255p.
- Ben Ahmed, C., Ben Rouina, B., Sensoy, S., Boukhriss, M., & Ben Abdullah, F. (2010). Exogenous proline effects on photosynthetic performance and antioxidant defense system of young olive tree. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 58(7), 4216-4222.
- Ben Rajeb, K.R., Abdelly, C., & Savouré, A. (2012). Proline, a multifunctional amino-acid involved in plant adaptation to environmental constraints. *Biologie aujourd'hui*, 206(4), 291-299.
- Benidire, L., Daoui, K., Fatemi, Z. A., Achouak, W., Bouarab, L., & Oufdou, K. (2015). Effet du stress salin sur la germination et le développement des plantules de *Vicia faba* L. *Journal of Materials and Environmental Science*, 6(3), 840-851
- Benmahiou, B., Daguin, F., & Kaid-Harche, M. (2009). Effet du stress salin sur la germination et la croissance in vitro du pistachier (*Pistacia vera* L.). *C. R. Biologies*, 332, 164- 170.
- Benmakhlouf, Z. (2018). Etude de l'effet des phytohormones sur la croissance du blé dur (*Triticum durum* Desf.) var.Kebir cultivée dans des conditions salines. Thèse de Doctorat, Université des Frères Mentouri Constantine1.
- Bergman, I., & Loxley, R. (1970). New spectrophotometric method for the determination of proline in tissue hydrolyzates. *Analytical chemistry*, 42(7), 702-706.
- Berthomieu, P., Conéjéro, G., Nublat, A., Brackenbury, W. J., Lambert, C., Savio, C., ... & Gosti, F. (2003). Functional analysis of AtHKT1 in Arabidopsis shows that Na⁺ recirculation by the phloem is crucial for salt tolerance. *The EMBO journal*, 22(9), 2004-2014.
- Bidai, Y. (2017). Caractérisation biochimique des marqueurs physiologiques et métaboliques de la résistance au stress salin chez l'halophile *Atriplex halimus* L. Thèse de Doctorat, Université Oran1.
- Bliss R.D., Platt-Aloia K.A. & Thomson W.W. (1986). Osmotic sensitivity in relation to salt sensitivity in germinating barley seeds. *Plant Cell Environ.* 9:721-725.
- Blumwald, E., Aharon, G. S., & Apse, M. P. (2000). Sodium transport in plant cells. *Biochim Biophys Acta*, 1465, 140-151.
- Bohnert, H. J., & Shen, B. O. (1999). Transformation and compatible solutes. *Scientia horticulturae*, 78(1-4), 237-260.
- Bois, G. (2005). Écophysiologie de semis de conifères ectomycorhizés en milieu salin et sodique. Thèse de doctorat en science forestières 190p.Université Laval. Canada.

- Bouatrous, Y., & Yakhlef, N. (2014). Effet de phytohormones (AIA, GA3) sur la sélectivité K^+ / Na^+ et la résistance stomatique dans l'adaptation à la salinité du blé dur (*Triticum durum* Desf.) Et une espèce apparentée. *Lebanese Science Journal*, 15(2), 53-72.
- Boumia, O. (2011). Interaction fluridone et salinité sur la germination du gombo (*Abelmoschus esculentus* L.). Mémoire de Magister. Université d'Oran. p.130.
- Bouteyre, G., & Loyer, J.Y. (1992). Sols salés, eaux saumâtres des régions arides tropicales et méditerranéennes : principaux faciès, conséquences pour l'agriculture. In : Le Floch E. (ed.).
- Brenner, W. G., Ramireddy, E., Heyl, A., & Schmölling, T. (2012). Gene regulation by cytokinin in Arabidopsis. *Frontiers in Plant Science*, 3, 8.
- Cachorro, P., Ortiz, A., & Cerdá, A. (1993). Effects of saline stress and calcium on lipid composition in bean roots. *Phytochemistry*, 32(5), 1131-1136.
- Camara, B., Sanogo, S., Cherif, M., & Kone, D. (2018). Effet du stress salin sur la germination des graines de trois légumineuses (*Phaseolus vulgaris*, *Glycine max* et *Vigna unguiculata*). *Journal of Applied Biosciences*, 124, 12424-12432.
- Carrasco-Ríos, L., & Pinto, M. (2014). Effect of salt stress on antioxidant enzymes and lipid peroxidation in leaves in two contrasting corn, 'Lluteno' and 'Jubilee'. *Chilean journal of agricultural research*, 74(1), 89-95.
- Catinot, J., Buchala, A., Abou-Mansour, E., & Métraux, J. P. (2008). Salicylic acid production in response to biotic and abiotic stress depends on isochorismate in *Nicotiana benthamiana*. *Febs Letters*, 582(4), 473-478.
- Chawla, S., Jain, S., & Jain, V. (2013). Salinity induced oxidative stress and antioxidant system in salt-tolerant and salt-sensitive cultivars of rice (*Oryza sativa* L.). *J. Plant Biochem. Biotechnol*, 22, 27-34.
- Chen, C., Wang, C., Liu, Z., Liu, X., Zou, L., Shi, J., ... & Tan, M. (2018). Variations in physiology and multiple bioactive constituents under salt stress provide insight into the quality evaluation of Apocyni Veneti Folium. *International journal of molecular sciences*, 19(10), 3042.
- Chen, J. G. (2007). Sweet sensor, surprising partners. *Sci. STKE*, 2007(373), 14.
- Cho, J. N., Ryu, J. Y., Jeong, Y. M., Park, J., Song, J. J., Amasino, R. M., ... & Noh, Y. S. (2012). Control of seed germination by light-induced histone arginine demethylation activity. *Developmental cell*, 22(4), 736-748.
- Chouhim, K.M.A. (2011). Interaction salinité et gibbérelline sur les activités physiologique et biochimique au cours de la germination du Gombo (*Abelmoschus esculentus* L.). Mémoire de Magister. Université d'Oran. 81p.
- Chretien, D. (1992). La résistance au sel chez le jojoba (*Simmondsia Chinensis*), croissance et modification du contenu lipidique de cals cultivés en présence d'une teneur élevée en NaCl. Thèse doctorat. Ed de l'université Pierre et Marie Curie Paris, 144 p.
- Chunthaburee, S., Sanitchon, J., Pattanagul, W., & Theerakulpisut, P. (2015). Effects of salt stress after late booting stage on yield and antioxidant capacity in pigmented rice grains and alleviation of the salt-induced yield reduction by exogenous spermidine. *Plant Production Science*, 18(1), 32-42.

- Cirillo, C., Roupahel, Y., Caputo, R., Raimondi, G., Sifola, M. I., & De Pascale, S. (2016). Effects of high salinity and the exogenous application of an osmolyte on growth, photosynthesis, and mineral composition in two ornamental shrubs. *The Journal of Horticultural Science and Biotechnology*, 91(1), 14-22.
- Cirillo, G., Parisi, O.I., Restuccia, D., Puoci, F., & Picci, N. (2012). Antioxidant activity of phenolic acids: Correlation with chemical structure and in vitro assays for their analytical determination. In *Phenolic Acids: Composition, Applications and Health Benefits*; Munné-Bosch, S., Ed.; Nova Science Publishers Inc. New York, NY, USA, pp. 1–33.
- Clarke, J.M., McCaig, T.M. (1989). Excised leaf water Capability as an indicator of drought resistance of *Triticum* genotypes. *Can. J. Plant Sci*, 62, 578.
- Close, D. C., & McArthur, C. (2002). Rethinking the role of many plant phenolics–protection from photodamage not herbivores?. *Oikos*, 99(1), 166-172.
- Colebrook, E. H., Thomas, S. G., Phillips, A. L., & Hedden, P. (2014). The role of gibberellin signalling in plant responses to abiotic stress. *Journal of experimental biology*, 217(1), 67-75.
- Côme, D., & Corbineau, F. (2006). Dictionnaire de la biologie des semences et des palantules. Lavoisier, Editions Tec et Doc, Paris (France). 226 p.
- D'Souza, M.R., Devaraj, V.R. (2010). Biochemical responses of Hyacinth bean (*Lablab purpureus*) to salinity stress. *Acta Physiol Plant*, 32,341–353.
- Dadkhah, A.R. (2010). Effect of salt stress on growth and Essential Oil of *Matricaria chamomilla*. *Res. J. Boil. Sci*, 5, 643-646.
- Davenport, R. J., Muñoz-Mayor, A., Jha, D., Essah, P.A., Rus, A., & Tester, M. (2007). The Na⁺ transporter AtHKT1; 1 controls retrieval of Na⁺ from the xylem in *Arabidopsis*. *Plant, cell & environment*, 30(4), 497-507.
- Davies, P. J. (Ed.). (2004). *Plant hormones: biosynthesis, signal transduction, action!*. Springer Science & Business Media.
- De Abreu, I. N., & Mazzafera, P. (2005). Effect of water and temperature stress on the content of active constituents of *Hypericum brasiliense* Choisy. *Plant Physiology and Biochemistry*, 43(3), 241-248.
- Demir, I., Mavi, K., Ozcoban, M., et Okcu, G. (2003). Effect of salt stress on germination and seedling growth in serially harvested aubergine (*Solanum melongena* L.) seeds during development. *Israel Journal of Plant Sciences*, 51, 125-131.
- Deng, B., Du, W., Liu, C., Sun, W., Tian, S., & Dong, H. (2012). Antioxidant response to drought, cold and nutrient stress in two ploidy levels of tobacco plants: low resource requirement confers polytolerance in polyploids?. *Plant Growth Regulation*, 66(1), 37-47.
- Dharamvir., Neeraj, K., Ajeev, K., Mahesh, K., & Parveen, K. (2018).Salinity Induced Changes in hydrogen peroxide, Lipid Peroxidation, Antioxidant Enzymes Activities and Yield Attributes in Chickpea (*Cicer arietinum* L.) Cultivars. *International Journal of Current Microbiology and Applied Sciences*, 7(12), 2034-2043.

- Dong, Z., Yu, Y., Li, S., Wang, J., Tang, S., & Huang, R. (2016). Absciscic acid antagonizes ethylene production through the ABI4-mediated transcriptional repression of ACS4 and ACS8 in Arabidopsis. *Molecular plant*, 9(1), 126-135.
- Durán-Medina, Y., Díaz-Ramírez, D., & Marsch-Martínez, N. (2017). Cytokinins on the Move. *Frontiers in plant science*, 8, 146.
- Düzdemiir, O., Ünlükara, A., & Kurunç, A. (2009). Response of cowpea (*Vigna unguiculata*) to salinity and irrigation regimes. *New Zealand Journal of Crop and Horticultural Science*, 37(3), 271-280.
- El Goumi, Y., Fakiri, M., Lamsaouri, O., & Bencheekroun, M. (2014). Salt stress effect on seed germination and some physiological traits in three Moroccan barley (*Hordeum vulgare* L.) cultivars. *Journal of Materials and Environmental Science*, 5(2), 625-632.
- El-Nasharty, A.B., El-Nwehy, S.S., Rezk, A.I., & Abou El-Nour, E.Z. (2017). Role of kinetin in improving salt tolerance of two wheat cultivars. *Bioscience Research*, 14(2), 193-200.
- Ertekin, I., Yilmaz, Ş., Atak, M., Can, E. (2018). Effects of Different Salt Concentrations on the Germination Properties of Hungarian Vetch (*Vicia pannonica* Crantz.) Cultivars. *Türk Tarım ve Doğa Bilimleri Dergisi*, 5(2), 175-179.
- Eyidogan, F., Oz, M. T., Yucel, M., & Oktem, H. A. (2012). Signal transduction of phytohormones under abiotic stresses. In *Phytohormones and Abiotic Stress Tolerance in Plants* (pp. 1-48). Springer, Berlin, Heidelberg.
- Fahad, S., & Bano, A. (2012). Effect of salicylic acid on physiological and biochemical characterization of maize grown in saline area. *Pak J Bot*, 44(4), 1433-1438.
- Fahad, S., Hussain, S., Matloob, A., Khan, F. A., Khaliq, A., Saud, S., ... & Faiq, M. (2015). Phytohormones and plant responses to salinity stress: a review. *Plant growth regulation*, 75(2), 391-404.
- Fan, Y., Shabala, S., Ma, Y., Xu, R., & Zhou, M. (2015). Using QTL mapping to investigate the relationships between abiotic stress tolerance (drought and salinity) and agronomic and physiological traits. *BMC genomics*, 16(1), 43.
- FAOSTAT. (2016). *Food and Agriculture Organisation of the United Nations*. On-line and multilingual database. <http://faostat.Fao.Org/>.
- Farahmandfar, E., Shirvan, M. B., Sooran, S. A., & Hoseinzadeh, D. (2013). Effect of seed priming on morphological and physiological parameters of fenugreek seedlings under salt stress. *International Journal of Agriculture and Crop Sciences (IJACS)*, 5(8), 811-815.
- Fardus, J., Matin, M. A., Hasanuzzaman, M., Hossain, M. A., & Hasanuzzaman, M. (2018). Salicylic acid-induced improvement in germination and growth parameters of wheat under salinity stress. *J. Anim. Plant Sci*, 28, 197-207.
- Fariduddin, Q., Khan, T. A., Yusuf, M., Aafaqee, S. T., & Khalil, R. (2017). Ameliorative role of salicylic acid and spermidine in the presence of excess salt in *Lycopersicon esculentum*. *Photosynthetica*, 56(3), 750-762.
- Farooq, M., Hussain, M., Wakeel, A., & Siddique, K. H. (2015). Salt stress in maize: effects, resistance mechanisms, and management. A review. *Agronomy for Sustainable Development*, 35(2), 461-481.

- Fayez, K. A., & Bazaid, S. A. (2014). Improving drought and salinity tolerance in barley by application of salicylic acid and potassium nitrate. *Journal of the Saudi Society of Agricultural Sciences*, 13(1), 45-55.
- Feigin, A., Pressman, E., Imas, P., & Miltau, O. (1991). Combined effects of KNO₃ and salinity on yield and chemical composition of lettuce and Chinese cabbage. *Irrigation Science*, 12(4), 223-230.
- Fernández-García, N., Olmos, E., Bardisi, E., García-De la Garma, J., López-Berenguer, C., & Rubio-Asensio, J. S. (2014). Intrinsic water use efficiency controls the adaptation to high salinity in a semi-arid adapted plant, henna (*Lawsonia inermis* L.). *Journal of plant physiology*, 171(5), 64-75.
- Fiedor, J., & Burda, K. (2014). Potential role of carotenoids as antioxidants in human health and disease. *Nutrients*, 6(2), 466-488.
- Fleet, C. M., & Sun, T. P. (2005). A DELLAcate balance: the role of gibberellin in plant morphogenesis. *Current opinion in plant biology*, 8(1), 77-85.
- Flexas, J., Diaz-espejo, A., Galmés, J., Kaldenhoff, R., Medrano, H., & Ribas-Carbo, M. (2007). Rapid variations of mesophyll conductance in response to changes in CO₂ concentration around leaves. *Plant, Cell and Environment*, 30(10), 1284-1298.
- Flowers, T. J., & Flowers, S. A. (2005). Why does salinity pose such a difficult problem for plant breeders?. *Agricultural water management*, 78(1-2), 15-24.
- Flowers, T.J., Troke, P.F., & Yeo, A.R. (1977). The mechanism of salt tolerance in halophytes. *Annual review of plant physiology*, 28(1), 89-121.
- Formentin, E., Barizza, E., Stevanato, P., Falda, M., Massa, F., Tarkowskà, D., ... Lo Schiavo, F. (2018). Fast Regulation of Hormone Metabolism Contributes to Salt Tolerance in Rice (*Oryzasativa* spp. Japonica, L.) by Inducing Specific Morpho-Physiological Responses. *Plants (Basel, Switzerland)*, 7(3), 75.
- Foyer C. H., Noctor G. (2011). Ascorbate and glutathione: the heart of the redox hub. *Plant Physiol.* 1552–18.
- Frébort, I., Kowalska, M., Hluska, T., Frébortová, J., & Galuszka, P. (2011). Evolution of cytokinin biosynthesis and degradation. *Journal of experimental botany*, 62(8), 2431-2452.
- Fryer, M. J., Andrews, J. R., Oxborough, K., Blowers, D. A., & Baker, N. R. (1998). Relationship between CO₂ assimilation, photosynthetic electron transport, and active O₂ metabolism in leaves of maize in the field during periods of low temperature. *Plant physiology*, 116(2), 571-580.
- Gao, Q. M., Zhu, S., Kachroo, P., & Kachroo, A. (2015). Signal regulators of systemic acquired resistance. *Frontiers in plant science*, 6, 228.
- Gautam, S., & Singh, P. K. (2009). Salicylic acid-induced salinity tolerance in corn grown under NaCl stress. *Acta physiologiae plantarum*, 31(6), 1185.
- Gemedé, H. F., Haki, G. D., Beyene, F., Woldegiorgis, A. Z., & Rakshit, S. K. (2016). Proximate, mineral, and antinutrient compositions of indigenous Okra (*Abelmoschus esculentus*) pod accessions: Implications for mineral bioavailability. *Food Science and Nutrition*, 4(2), 223–233.

- Gemedé, H. F., Ratta, N., Haki, G. D., & Woldegiorgis, A. Z. (2014). Nutritional quality and health benefits of Okra (*Abelmoschus esculentus*): A review. *Food Science and Quality Management*, 33, 87–97.
- Gemedé, H. F., Ratta, N., Haki, G. D., Woldegiorgis, W. Z., & Beyene, F. (2015). Nutritional quality and health benefits of okra (*Abelmoschus esculentus*): a review. *J Food Process Techno*, 25(1), 16-25.
- Gharbi, E., Lutts, S., Dailly, H., & Quinet, M. (2018). Comparison between the impacts of two different modes of salicylic acid application on tomato (*Solanum lycopersicum*) responses to salinity. *Plant signaling & behavior*, 13(5), e1469361.
- Gharsallah, C., Fakhfakh, H., Grubb, D., & Gorsane, F. (2016). Effect of salt stress on ion concentration, proline content, antioxidant enzyme activities and gene expression in tomato cultivars. *AoB Plants*, 8.
- Gill P.K., Sharma A.D., Singh P., Bhullar S.S. (2003). Changes in germination, growth and soluble sugar contents of *Sorghum bicolor* L. Moench seeds under various abiotic stresses. *Plant Growth Regulation*, 40 (2), 157-162.
- Gill, S.S., & Tuteja, N. (2010). Reactive oxygen species and antioxidant machinery in abiotic stress tolerance in crop plants. *Plant physiology and biochemistry*, 48(12), 909-930.
- Gimeno, J., Gadea, J., Forment, J., Pérez-Valle, J., Santiago, J., Martínez-Godoy, M. A., ... & Talón, M. (2009). Shared and novel molecular responses of mandarin to drought. *Plant molecular biology*, 70(4), 403-420.
- Golldack, D., Li, C., Mohan, H., & Probst, N. (2014). Tolerance to drought and salt stress in plants: unraveling the signaling networks. *Frontiers in plant science*, 5, 151.
- Gómez-Bellot, M. J., Álvarez, S., Bañón, S., Ortuño, M. F., & Sánchez-Blanco, M. J. (2013). Physiological mechanisms involved in the recovery of euonymus and laurustinus subjected to saline waters. *Agricultural water management*, 128, 131-139.
- Gondor, O. K., Szalai, G., Kovács, V., Janda, T., & Pál, M. (2014). Impact of UV-B on drought-or cadmium-induced changes in the fatty acid composition of membrane lipid fractions in wheat. *Ecotoxicology and environmental safety*, 108, 129-134.
- Gonzalez-Dugo, V., Durand, J. L., & Gastal, F. (2010). Water deficit and nitrogen nutrition of crops. A review. *Agronomy for sustainable development*, 30(3), 529-544.
- Gould, K. S., McKelvie, J., & Markham, K. R. (2002). Do anthocyanins function as antioxidants in leaves? Imaging of H₂O₂ in red and green leaves after mechanical injury. *Plant, Cell & Environment*, 25(10), 1261-1269.
- Gratão, P.L., Polle, A., Lea, P.J., & Azevedo, R.A. (2005). Making the life of heavy metal-stressed plants a little easier. *Functional plant biology*, 32(6), 481-494.
- Gray, W. M. (2004). Hormonal regulation of plant growth and development. *PLoS biology*, 2(9), e311.
- Greenboim-Wainberg, Y., Maymon, I., Borochoy, R., Alvarez, J., Olszewski, N., Ori, N., ... & Weiss, D. (2005). Cross talk between gibberellin and cytokinin: the

- Arabidopsis GA response inhibitor SPINDLY plays a positive role in cytokinin signaling. *The Plant Cell*, 17(1), 92-102.
- Grotto, D., Maria, L. S., Valentini, J., Paniz, C., Schmitt, G., Garcia, S. C., ... & Farina, M. (2009). Importance of the lipid peroxidation biomarkers and methodological aspects for malondialdehyde quantification. *Quimica Nova*, 32(1), 169-174.
 - Grzeszczuk, M., Salachna, P., & Meller, E. (2018). Changes in Photosynthetic Pigments, Total Phenolic Content, and Antioxidant Activity of *Salvia coccinea* Buc'hoz Ex Etl. Induced by Exogenous Salicylic Acid and Soil Salinity. *Molecules*, 23(6), 1296.
 - Guealia, H.R., Belkhodja, M., Yssaad, H.R., & Babou, F.Z. (2017). Water and physiological responses of Okra (*Abelmoschus esculentus* (L.) Moench) under saline stress grown on a bentonized substrate. *Journal of Fundamental and Applied Sciences*, 9(3), 1395-1412.
 - Gul, H., Kinza, S., Shinwari, Z., & Hamayun, M. (2017). Effect of selenium on the biochemistry of *Zea mays* under salt stress. *Pak J Bot*, 49, 25-32.
 - Gunes, A., Inal, A., Alpaslan, M., Eraslan, F., Bagci, E. G., & Cicek, N. (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(6), 728-736.
 - Gupta B., Huang B. (2014). Mechanism of salinity tolerance in plants: physiological, biochemical, and molecular characterization. *Int. J Genomics*, 2014, 1-18.
 - Gupta, A. K., & Kaur, N. (2005). Sugar signalling and gene expression in relation to carbohydrate metabolism under abiotic stresses in plants. *Journal of biosciences*, 30(5), 761-776.
 - Gupta, R., & Chakrabarty, S. K. (2013). Gibberellic acid in plant: still a mystery unresolved. *Plant signaling & behavior*, 8(9), e25504.
 - Gurmani, A. R., Khan, S. U., Ali, A., Rubab, T., Schwinghamer, T., Jilani, G., ... & Zhang, J. (2018). Salicylic acid and kinetin mediated stimulation of salt tolerance in cucumber (*Cucumis sativus* L.) genotypes varying in salinity tolerance. *Horticulture, Environment, and Biotechnology*, 59(4), 461-471.
 - Habib, N., Ashraf, M., & Shahbaz, M. (2013). Effect of exogenously applied nitric oxide on some key physiological attributes of rice (*Oryza sativa* L.) plants under salt stress. *Pak. J. Bot*, 45(5), 1563-1569.
 - Habib, N., Ashraf, M., Ali, Q., & Perveen, R. (2012). Response of salt stressed okra (*Abelmoschus esculentus* Moench) plants to foliar-applied glycine betaine and glycine betaine containing sugarbeet extract. *South African journal of botany*, 83, 151-158.
 - Habibi, A., & Abdoli, M. (2013). Influence of salicylic acid pre-treatment on germination, vigor and growth parameters of garden cress (*Lepidium sativum*) seedlings under water potential loss at salinity stress. *Intl. Res. J. Appl. Basic Sci*, 4(6), 1393-1399.
 - Hajiboland, R., Joudmand, A., & Fotouhi, K. (2009). Mild salinity improves sugar beet (*Beta vulgaris* L.) quality. *Acta Agriculturae Scandinavica Section B–Soil and Plant Science*, 59(4), 295-305.

- Hajlaoui, H., Denden, M., & Bouslama, M. (2007). Etude de la variabilité intraspécifique de tolérance au stress salin du pois chiche (*Cicer arietinum* L.) au stade germination. *Tropicultura*, 25(3), 168-173.
- Haleng, J., Pincemail, J., Defraigne, J.O., Charlier, C., & Chapelle J.P. (2007). Le stress oxydant. *Rev Med Liege*, 62(10), 628-638.
- Hamayun, M., Hussain, A., Khan, S. A., Irshad, M., Khan, A. L., Waqas, M., ... & Kim, H. Y. (2015). Kinetin modulates physio-hormonal attributes and isoflavone contents of Soybean grown under salinity stress. *Frontiers in plant science*, 6, 377.
- Hamayun, M., Khan, S. A., Khan, A. L., Shin, J. H., Ahmad, B., Shin, D. H., & Lee, I. J. (2010). Exogenous gibberellic acid reprograms soybean to higher growth and salt stress tolerance. *Journal of agricultural and food chemistry*, 58(12), 7226-7232.
- Hamid, M., M.Y. Ashraf, R.K.I. Ur and M. Arashad. (2008). Influence of salicylic acid priming on growth and some biochemical attributes in wheat grown under saline conditions. *Pak. J. Bot.*, 40, 361-367.
- Hamidi-Moghaddam, A., Arouiee, H., Moshtaghi, N., Azizi, M., Shoor, M., & Sefidkon, F. (2019). Visual quality and morphological responses of rosemary plants to UV-B radiation and salinity stress. *Journal of Ecological Engineering*, 20(2), 34-43.
- Hamon, S. (1987). Organisation évolutive du genre *Abelmoschus* (Gombo) : co-adaptation et évolution de deux espèces de Gombo cultivées en Afrique de l'Ouest (*A. esculentus* et *A. caillei*). Ed. ORSTOM. Paris, France. 191 p.
- Hamon, S., & Charrier, A. (1997). Les gombos. In : Amélioration des plantes tropicales. CIRAD et ORSTOM, pp. :313-333.
- Hamon, S., & van Sloten, D.H. (1995). Okra. In *Evolution of Crop Plants* (2nd edn.). In Smartt J. & Simmonds, N.W. (Eds.). Longman, 69, 350– 357.
- Hamrouni, L., Ben Abdallah, F., Abdelly, C. & Ghorbel, A. (2008). La culture *in vitro* : un moyen rapide et efficace pour sélectionner des géotypes de vigne tolérant la salinité. *C.R. Biol.*, 331, 152-163.
- Hanin, M., Ebel, C., Ngom, M., Laplaze, L., & Masmoudi, K. (2016). New insights on plant salt tolerance mechanisms and their potential use for breeding. *Frontiers in plant science*, 7, 1787.
- Hapsari, R. T., & Trustinah, T. (2018). Salinity Tolerance of Mungbean Genotypes at Seedling Stage. *Biosaintifika: Journal of Biology & Biology Education*, 10(2), 408-415.
- Harris, B. N., Sadras, V. O., & Tester, M. (2010). A water-centred framework to assess the effects of salinity on the growth and yield of wheat and barley. *Plant and Soil*, 336(1-2), 377-389.
- Harrison, M. A. (2012). Cross-talk between phytohormone signaling pathways under both optimal and stressful environmental conditions. In *Phytohormones and abiotic stress tolerance in plants* (pp. 49-76). Springer, Berlin, Heidelberg.
- 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*. Springer, New York., 25-87
- Hasanuzzaman, M., Nahar, K., Bhuiyan, T. F., Anee, T. I., Inafuku, M., Oku, H., & Fujita, M. (2017). Salicylic acid: An all-rounder in regulating abiotic stress responses in plants. *Phytohormones-Signaling Mechanisms and crosstalk in plant development and stress responses*, 31-75.
 - Hasegawa, P. M., Bressan, R. A., Zhu, J. K., & Bohnert, H. J. (2000). Plant cellular and molecular responses to high salinity. *Annual review of plant biology*, 51(1), 463-499.
 - Hayat, Q., Hayat, S., Irfan, M., & Ahmad, A. (2010). Effect of exogenous salicylic acid under changing environment: a review. *Environmental and experimental botany*, 68(1), 14-25.
 - Heath R.L, Packer L. 1968. Photoperoxidation in isolated chloroplasts. I. Kinetics and stoichiometry of fatty acid peroxidation. *Archives in Biochemistry and Biophysics*, 125, 189–198.
 - Hedden, P., & Thomas, S. G. (2012). Gibberellin biosynthesis and its regulation.
 - Hela, M., Hanen, Z., Imen, T., Olfa, B., Nawel, N., Raouia, B. M., ... & Zeineb, O. (2012). Combined effect of hormonal priming and salt treatments on germination percentage and antioxidant activities in lettuce seedlings. *African Journal of Biotechnology*, 11(45), 10373-10380.
 - Hmida-Sayari, A., Gargouri-Bouزيد, R., Bidani, A., Jaoua, L., Saviouré, A., & Jaoua, S. (2005). Overexpression of $\Delta 1$ -pyrroline-5-carboxylate synthetase increases proline production and confers salt tolerance in transgenic potato plants. *Plant Science*, 169(4), 746-752.
 - Hoagland, D., & Arnon, D.I. (1938). The water culture method for growing plants soil.
 - Hopkins, W.G. (2003). *Physiologie végétale*. 2^{ème} ed. De Boeck, Bruxelles. 61-476.
 - Horie, T., & Schroeder, J. I. (2004). Sodium transporters in plants. Diverse genes and physiological functions. *Plant Physiology*, 136(1), 2457-2462.
 - Horie, T., Kaneko, T., Sugimoto, G., Sasano, S., Panda, S. K., Shibasaka, M., & Katsuhara, M. (2011). Mechanisms of water transport mediated by PIP aquaporins and their regulation via phosphorylation events under salinity stress in barley roots. *Plant and Cell Physiology*, 52(4), 663-675.
 - Horváth, E., Pál, M., Szalai, G., Páldi, E., & Janda, T. (2007). Exogenous 4-hydroxybenzoic acid and salicylic acid modulate the effect of short-term drought and freezing stress on wheat plants. *Biologia Plantarum*, 51(3), 480-487.
 - Hrmova, M., & Lopato, S. (2014). Enhancing abiotic stress tolerance in plants by modulating properties of stress responsive transcription factors. In *Genomics of plant genetic resources* (pp. 291-316). Springer, Dordrecht.
 - Husen, A., Iqbal, M., Sohrab, S. S., & Ansari, M. K. A. (2018). Salicylic acid alleviates salinity-caused damage to foliar functions, plant growth and antioxidant system in Ethiopian mustard (*Brassica carinata* A. Br.). *Agriculture & Food Security*, 7(1), 44.
 - Hussein, M., Embiale, A., Husen, A., Aref, I. M., & Iqbal, M. (2017). Salinity-induced modulation of plant growth and photosynthetic parameters in faba bean (*Vicia faba*) cultivars. *Pak J Bot*, 49(3), 867-877.

- Hwang, I., Sheen, J., & Müller, B. (2012). Cytokinin signaling networks. *Annual review of plant biology*, 63, 353-380.
- Ibrahim, M. H., Abas, N. A., & Zahra, S. M. (2019). Impact of Salinity Stress on Germination of Water Spinach (*Ipomoea aquatica*). *Annual Research & Review in Biology*, 1-12.
- Ifediora, N. H., Edeoga, H. O., & Omosun, G. (2014). Effects of salinity on the growth and viscoscity of fruits of okra (*Abelmoschus esculentus* L.). *International Journal of Current Agriculture Research*, 3(7), 081-084.
- Iqbal, M., Ashraf, M., Jamil, A., & Ur-Rehman, S. (2006). Does seed priming induce changes in the levels of some endogenous plant hormones in hexaploid wheat plants under salt stress? *J Integ Plant Biol*, 48:81-189.
- Iqbal, N., Masood, A., & Khan, N. A. (2012). Phytohormones in salinity tolerance: ethylene and gibberellins cross talk. In *Phytohormones and Abiotic Stress Tolerance in Plants* (pp. 77-98). Springer, Berlin, Heidelberg.
- Iqbal, N., Umar, S., Khan, N. A., & Khan, M. I. R. (2014). A new perspective of phytohormones in salinity tolerance: regulation of proline metabolism. *Environmental and Experimental Botany*, 100, 34-42.
- Ja'afar, U., Aliyu, A. A., Kasimu, S., & Lawal, A. (2018). Influence of Salt Stress on Proline and Glycine Betaine Accumulation in Tomato (*Solanum lycopersicum* L.)", *Journal of Horticulture and Plant Research*, 1, 19-25.
- Jabnoune, M. (2008). Adaptation des plantes au stress salin: caractérisation de transporteurs de sodium et de potassium de la famille HKT chez le riz. Thèse de Doctorat. Montpellier, Supagro.
- Jajoo, A. (2013). Changes in photosystem II in response to salt stress. In *Ecophysiology and Responses of Plants under Salt Stress* (pp. 149-168). Springer, New York, NY.
- Jaleel, C. A., Gopi, R., Manivannan, P., & Panneerselvam, R. (2007). Antioxidative potentials as a protective mechanism in *Catharanthus roseus* (L.) G. Don. plants under salinity stress. *Turkish Journal of Botany*, 31(3), 245-251.
- Jalil, S. U., & Ansari, M. I. (2019). Role of Phytohormones in Recuperating Salt Stress. In *Salt Stress, Microbes, and Plant Interactions: Mechanisms and Molecular Approaches* (pp. 91-104). Springer, Singapore.
- Jaouadi, W., Hamrouni, L., Souayah N, & Larbi, M.K. (2010). Étude de la germination des graines d'*Acacia tortilis* sous différentes contraintes abiotiques. *Biotechnol. Agron. Soc. Environ*, 14(4): 643-652.
- Jasinski, S., Piazza, P., Craft, J., Hay, A., Woolley, L., Rieu, I., ... & Tsiantis, M. (2005). KNOX action in Arabidopsis is mediated by coordinate regulation of cytokinin and gibberellin activities. *Current Biology*, 15(17), 1560-1565.
- Javaheri, M., Mashayekhi, K., Dadkhah, A., & Tavallae, F. Z. (2012). Effects of salicylic acid on yield and quality characters of tomato fruit (*Lycopersicum esculentum* Mill.). *Int. J. Agric. Crop Sci*, 4(16), 1184-1187.

- Javid, M. G., Sorooshzadeh, A., Moradi, F., Modarres Sanavy, S. A. M., & Allahdadi, I. (2011). The role of phytohormones in alleviating salt stress in crop plants. *Australian Journal of Crop Science*, 5(6), 726.
- Jayakannan, M., Bose, J., Babourina, O., Rengel, Z., & Shabala, S. (2015). Salicylic acid in plant salinity stress signalling and tolerance. *Plant Growth Regulation*, 76(1), 25-40.
- Jayakannan, M., Bose, J., Babourina, O., Rengel, Z., & Shabala, S. (2013). Salicylic acid improves salinity tolerance in *Arabidopsis* by restoring membrane potential and preventing salt-induced K⁺ loss via a GORK channel. *Journal of Experimental Botany*, 64(8), 2255-2268.
- Jayakannan, M., Bose, J., Babourina, O., Shabala, S., Massart, A., Poschenrieder, C., & Rengel, Z. (2015). The NPR1-dependent salicylic acid signalling pathway is pivotal for enhanced salt and oxidative stress tolerance in *Arabidopsis*. *Journal of Experimental Botany*, 66(7), 1865-1875.
- Jini, D., & Joseph, B. (2017). Physiological mechanism of salicylic acid for alleviation of salt stress in rice. *Rice Science*, 24(2), 97-108.
- Jorjandi M, & Sharifi-Sirchi G.R. (2012). The effect of priming on germination and seedling growth of alfalfa (*Medicago sativa* L.) under salinity stress. *Journal of Stress Physiology & Biochemistry*, 8(3).
- Joseph, B., Jini, D., & Sujatha, S. (2011). Development of salt stress-tolerant plants by gene manipulation of antioxidant enzymes. *Asian Journal of Agricultural Research*, 5(1), 17-27.
- Joseph, S., Murphy, D., & Bhave, M. (2013). Glycine betaine biosynthesis in saltbushes (*Atriplex* spp.) under salinity stress. *Biologia*, 68(5), 879-895.
- Joshi, A. J., Mali, B. S., & Hinglajia, H. (2005). Salt tolerance at germination and early growth of two forage grasses growing in marshy habitats. *Environmental and experimental botany*, 54(3), 267-274.
- Kabar, K., & Baltepe, S. (1990). Effect of kinetin and gibberellic acid in overcoming high temperature and salinity (NaCl) stresses on the germination of barley and lettuce seeds. *Phyton*, 30(1), 65-74.
- Kabar, K., Baltepe, S. (1989). Effects of Kn and gibberellic acid in overcoming high temperature and salinity (NaCl) stresses on the germination of barley and lettuce seeds. *Phyton* (Horn, Austria). 30, 65-74.
- Kalaji, H. M., Bosa, K., Kościelniak, J., & Żuk-Gołaszewska, K. (2011). Effects of salt stress on photosystem II efficiency and CO₂ assimilation of two Syrian barley landraces. *Environmental and Experimental Botany*, 73, 64-72.
- Kamalesh, P., Subrata, D., Asraf, A. K., & Pranabesh, C. (2016). Phytochemical investigation and hypoglycaemic effect of *Abelmoschus esculentus*. *Research Journal of Pharmacy and Technology*, 9(2), 162–164.
- Karoune, S., Kechabar, M. S. A., Halis, Y., Djellouli, A., & Rahmoune, C. (2017). Effet du stress salin sur la morphologie, la physiologie et la biochimie de l'*Acacia albida*. *Journal Algérien des Régions Arides*, 14, 60-73.
- Karuppanapandian, T., Moon, J. C., Kim, C., Manoharan, K., & Kim, W. (2011). Reactive oxygen species in plants: their generation, signal transduction, and scavenging mechanisms. *Australian Journal of Crop Science*, 5(6), 709.

- Kausar, A. B. I. D. A., Ashraf, M. Y., & Niaz, M. (2014). Some physiological and genetic determinants of salt tolerance in sorghum (*Sorghum bicolor* (L.) Moench): Biomass production and nitrogen metabolism. *Pak. J. Bot*, 46(2), 515-519.
- Kaya M.D., Okçu G., Atak M., Çikili Y. et Kolsarici Ö., (2006). Seed treatments to overcome salt and drought stress during germination in sunflower (*Helianthus annuus* L.). *European Journal of Agronomy*. 24(4), 291-295.
- Kaya, C., Higgs, D., & Kirnak, H. (2001). The effects of high salinity (NaCl) and supplementary phosphorus and potassium on physiology and nutrition development of spinach. *Bulg. J. plant physiol*, 27(3-4), 47-59.
- Kaya, C., Tuna, A. L., & Yokaş, I. (2009). The role of plant hormones in plants under salinity stress. In *Salinity and Water Stress* (pp. 45-50). Springer, Dordrecht.
- Khajeh-Hosseini, M., Powell, A. A., & Bingham, I. J. (2003). The interaction between salinity stress and seed vigour during germination of soyabean seeds. *Seed Science and technology*, 31(3), 715-725.
- Khalid M.N., Iqbal H.F., Tahir A. & Ahmad A.N. (2001) Germination potential of chickpeas (*Cicer arietinum*) under saline condition. *Pakistan Journal of Biological Sciences* 4, 395–396.
- Khan, M. A., & Ungar, I. A. (1998). Seed germination and dormancy of *Polygonum aviculare* L. as influenced by salinity, temperature, and gibberellic acid. *Seed Science and Technology*, 26(1), 107-117.
- Khan, M. A., Gul, B., & Weber, D. J. (2004). Action of plant growth regulators and salinity on seed germination of *Ceratoides lanata*. *Canadian Journal of Botany*, 82(1), 37-42.
- Khan, M. I. R., & Khan, N. A. (2013). Salicylic acid and jasmonates: approaches in abiotic stress tolerance. *J Plant Biochem Physiol*, 1(4).
- Khan, M. I. R., Asgher, M., & Khan, N. A. (2014). Alleviation of salt-induced photosynthesis and growth inhibition by salicylic acid involves glycinebetaine and ethylene in mungbean (*Vigna radiata* L.). *Plant Physiology and Biochemistry*, 80, 67-74.
- Khan, M. I. R., Fatma, M., Per, T. S., Anjum, N. A., & Khan, N. A. (2015). Salicylic acid-induced abiotic stress tolerance and underlying mechanisms in plants. *Frontiers in Plant Science*, 6, 462.
- Khan, M. I. R., Iqbal, N., Masood, A., Per, T. S., & Khan, N. A. (2013). Salicylic acid alleviates adverse effects of heat stress on photosynthesis through changes in proline production and ethylene formation. *Plant signaling & behavior*, 8(11), e26374.
- Khan, N. A., Nazar, R., Iqbal, N., & Anjum, N. A. (Eds.). (2012). *Phytohormones and abiotic stress tolerance in plants*. Springer Science & Business Media.
- Khan, T.A., Yusuf M., & Fariduddin, Q. (2018). Hydrogen peroxide in regulation of plant metabolism: Signalling and its effect under abiotic stress. *Photosynthetica* 56.4, 1237-1248.
- Khan, W., Prithviraj, B., Smith, D.L., (2003). Photosynthetic responses of corn and soybean to foliar application of salicylates. *J. Plant Physiol.* 160, 485– 492.

- Khemiri, H., Belguith, H., Jridi, T., Ben El 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*, pp: 146-149. Proceeding du Congrès International de Biochimie. Marrakech 3-6 Mai 2004.
- Khodary, S. E. A. (2004). Effect of salicylic acid on the growth, photosynthesis and carbohydrate metabolism in salt stressed maize plants. *Int. J. Agric. Biol*, 6(1), 5-8.
- Kieber, J. J., & Schaller, G. E. (2010). The perception of cytokinin: a story 50 years in the making. *Plant physiology*, 154(2), 487-492.
- Kieber, J. J., & Schaller, G. E. (2018). Cytokinin signaling in plant development. *Development*, 145(4), dev149344.
- Kim, D. W., Rakwal, R., Agrawal, G. K., Jung, Y. H., Shibato, J., Jwa, N. S., ... & Usui, K. (2005). A hydroponic rice seedling culture model system for investigating proteome of salt stress in rice leaf. *Electrophoresis*, 26(23), 4521-4539.
- Kim, D., Chun, O., Kim, Y., Moon, H., Lee, C. (2003). Quantification of phenolics and their antioxidant capacity in fresh plums. *J. Agric. Food Chemistry*, 51, 6509-6515.
- Kim, Y. H., Hamayun, M., Khan, A. L., Na, C. I., Kang, S. M., Han, H. H., & Lee, I. (2009). Exogenous application of plant growth regulators increased the total flavonoid content in *Taraxacum officinale* Wigg. *African Journal of Biotechnology*, 8(21), 5727-5732.
- Kim, Y., Mun, B. G., Khan, A. L., Waqas, M., Kim, H. H., Shahzad, R., ... & Lee, I. J. (2018). Regulation of reactive oxygen and nitrogen species by salicylic acid in rice plants under salinity stress conditions. *PloS one*, 13(3), e0192650.
- Kishor, P. K., Sangam, S., Amrutha, R. N., Laxmi, P. S., Naidu, K. R., Rao, K. R. S. S., ... & Sreenivasulu, N. (2005). Regulation of proline biosynthesis, degradation, uptake and transport in higher plants: its implications in plant growth and abiotic stress tolerance. *Curr Sci*, 88(3), 424-438.
- Klepek, Y. S., Geiger, D., Stadler, R., Klebl, F., Landouar-Arsivaud, L., Lemoine, R., ... & Sauer, N. (2005). Arabidopsis Polyol Transporter5, a new member of the monosaccharide transporter-like superfamily, mediates H⁺-symport of numerous substrates, including myo-inositol, glycerol, and ribose. *The Plant Cell*, 17(1), 204-218.
- Kosová, K., Prášil, I. T., & Vítámvás, P. (2013). Protein contribution to plant salinity response and tolerance acquisition. *International journal of molecular sciences*, 14(4), 6757-6789.
- Ksouri, R., Megdiche, W., Debez, A., Falleh, H., Grignon, C., & Abdelly, C. (2007). Salinity effects on polyphenol content and antioxidant activities in leaves of the halophyte *Cakile maritima*. *Plant Physiology and Biochemistry*, 45(3-4), 244-249.
- Kucera, B., Cohn, M. A., & Leubner-Metzger, G. (2005). Plant hormone interactions during seed dormancy release and germination. *Seed Science Research*, 15(4), 281-307.

- Kumar, D. (2014). Salicylic acid signaling in disease resistance. *Plant Science*, 228, 127-134.
- Kumar, I. S., Rao, S. R., & Vardhini, B. V. (2015). Role of Phytohormones during Salt Stress Tolerance in plants. *Current Trends in Biotechnology and Pharmacy*, 9(4), 334-343.
- Kumar, M. (2013). Crop plants and abiotic stresses. *J. Biomol. Res. Ther*, 3(1).
- Kumar, V., & Khare, T. (2016). Differential growth and yield responses of salt-tolerant and susceptible rice cultivars to individual (Na^+ and Cl^-) and additive stress effects of NaCl. *Acta physiologiae plantarum*, 38(7), 170.
- Kytridis, V. P., & Manetas, Y. (2006). Mesophyll versus epidermal anthocyanins as potential in vivo antioxidants: evidence linking the putative antioxidant role to the proximity of oxy-radical source. *Journal of Experimental Botany*, 57(10), 2203-2210.
- Lachhab, I., Louahlia, S., Laamarti, M., & Hammani, K. (2013). Effet d'un stress salin sur la germination et l'activité enzymatique chez deux génotypes de *Medicago sativa*. *International Journal of Innovation and Applied Studies*, 2(3), 511-516.
- Le Bris, M. (2017). Hormones in Growth and Development, in: Reference Module in Life Sciences, Elsevier, 348.
- Lee, S., Kim, S. G., & Park, C. M. (2010). Salicylic acid promotes seed germination under high salinity by modulating antioxidant activity in *Arabidopsis*. *New Phytologist*, 188(2), 626-637.
- Leung, W. T. W., Busson, F., & Jardin, C. (1968). Food composition table for use in Africa. *FAO, Rome, Italy*, 306.
- Levigneron, A., Lopez, F., Vansuyt, G., Berthomieu, P., Fourcroy, P., & Casse-Delbart, F. (1995). Les plantes face au stress salin. *Cahiers Agricultures*, 4(4), 263-273.
- Li T, Hu Y, Du X, Tang H, Shen C, Wu J. (2014). Salicylic acid alleviates the adverse effects of salt stress in *Torreya grandis* cv. Merrillii seedlings by activating photosynthesis and enhancing antioxidant systems. *PLoS ONE*; 9(10):e109492.
- Li, W., X., Khan, M.A. and Yamaguchi, S. (2005). The effect of plant growth regulators, nitric oxide, nitrate, nitrite and light on the germination of dimorphic seeds of *Suaeda salsa* under saline conditions. *J. Plant Res.* 118, 207-214.
- Liang, X., Zhang, L., Natarajan, S. K., & Becker, D. F. (2013). Proline mechanisms of stress survival. *Antioxidants & redox signaling*, 19(9), 998-1011.
- Liao, H, Liu, H., & Yuan, K. (2012). A new flavonol glycoside from the *Abelmoschus esculentus* Linn. *Pharmagnosy Magazine*, 8, 12-5.
- Lichtenthaler, H. K. (1987). Chlorophylls and carotenoids: Pigments of photosynthetic biomembranes. *Methods in Enzymology*, vol. 148, p. 350-382.
- Lim, C. W., Baek, W., Jung, J., Kim, J. H., & Lee, S. C. (2015). Function of ABA in Stomatal Defense against Biotic and Drought Stresses. *International journal of molecular sciences*, 16(7), 15251–15270. doi:10.3390/ijms160715251
- Lin, C. C., & Kao, C. H. (1995). NaCl stress in rice seedlings: starch mobilization and the influence of gibberellic acid on seedling growth. *Botanical Bulletin of Academia Sinica*, 36, 169-173.

- Linić, I., Šamec, D., Grúz, J., Vujčić Bok, V., Strnad, M., & Salopek-Sondi, B. (2019). Involvement of Phenolic Acids in Short-Term Adaptation to Salinity Stress is Species-Specific among Brassicaceae. *Plants*, 8(6), 155.
- Liu, J., Mehdi, S., Topping, J., Tarkowski, P., & Lindsey, K. (2010). Modelling and experimental analysis of hormonal crosstalk in *Arabidopsis*. *Molecular Systems Biology*, 6(1), 373.
- Liu, L., Xia, W., Li, H., Zeng, H., Wei, B., Han, S., & Yin, C. (2018). Salinity inhibits rice seed germination by reducing α -amylase activity via decreased bioactive gibberellin content. *Frontiers in plant science*, 9, 275.
- Liu, W., Zhang, Y., Yuan, X., Xuan, Y., Gao, Y., & Yan, Y. (2016). Exogenous salicylic acid improves salinity tolerance of *Nitraria tangutorum*. *Russian journal of plant physiology*, 63(1), 132-142.
- Llanes, A., Andrade, A., Alemano, S., & Luna, V. (2016). Alterations of endogenous hormonal levels in plants under drought and salinity. *Am. J. Plant Sci*, 7, 1357-1371.
- Loreto, F., & Velikova, V. (2001). Isoprene produced by leaves protects the photosynthetic apparatus against ozone damage, quenches ozone products, and reduces lipid peroxidation of cellular membranes. *Plant Physiol.* 127, 1781-1787.
- Løvdaal, T., Olsen, K. M., Slimestad, R., Verheul, M., & Lillo, C. (2010). Synergetic effects of nitrogen depletion, temperature, and light on the content of phenolic compounds and gene expression in leaves of tomato. *Phytochemistry*, 71(5-6), 605-613.
- Ma, X., Zheng, J., Zhang, X., Hu, Q., & Qian, R. (2017). Salicylic Acid Alleviates the Adverse Effects of Salt Stress on *Dianthus superbis* (Caryophyllaceae) by Activating Photosynthesis, Protecting Morphological Structure, and Enhancing the Antioxidant System. *Frontiers in plant science*, 8, 600.
- Mâalem, S., Khoufi, S., & Rahmoune, C. (2011). Analyse moléculaire de la diversité génétique de plantes Xéro/Halophytes du genre *Atriplex* moyennant RAPD-PCR. *Algerian Journal of Arid Environment*, 1(1), 50-59.
- Maathuis, F. J. (2013). Sodium in plants: perception, signalling, and regulation of sodium fluxes. *Journal of Experimental Botany*, 65(3), 849-858.
- Maathuis, F. J., Ahmad, I., & Patishtan, J. (2014). Regulation of Na(+) fluxes in plants. *Frontiers in plant science*, 5, 467.
- Machado, R.M.A., & Serralheiro, R.P. (2017). Soil salinity: effect on vegetable crop growth. Management practices to prevent and mitigate soil salinization. *Horticulturae*, 3 (2), 30.
- Maggio, A., Barbieri, G., Raimondi, G., & De Pascale, S. (2010). Contrasting effects of GA3 treatments on tomato plants exposed to increasing salinity. *Journal of plant growth regulation*, 29(1), 63-72.
- Majumder, A. L., Sengupta, S., & Goswami, L. (2009). Osmolyte regulation in abiotic stress. In *Abiotic Stress Adaptation in Plants* (pp. 349-370). Springer, Dordrecht.
- Makhadmeh, I. M., & Ereifej, K. I. (2004). Geometric characteristics and chemical composition of okra (*Hibiscus esculentus* L.) grown under semi-arid conditions. *International Journal of Food Properties*, 7(1), 83-90.

- Manaa, A., Gharbi, E., Mimouni, H., Wasti, S., Aschi-Smiti, S., Lutts, S., & Ahmed, H. B. (2014). Simultaneous application of salicylic acid and calcium improves salt tolerance in two contrasting tomato (*Solanum lycopersicum*) cultivars. *South African Journal of Botany*, 95, 32-39.
- Marius, C., Gerard, V. & Antoine, G. (1997). Le gombo, *Abelmoschus esculentus* (L.) Moench, une source possible de phospholipides. *Agronomie et Biotechnologies. Oléagineux, corps gras, lipides*, 4(5), 389-392.
- Marius, C., Gerard, V., & Antoine, G. (1997). Le gombo, *Abelmoschus esculentus* (L.) Moench, une source possible de phospholipides. *Agronomie et Biotechnologies, Oléagineux, corps gras, lipides*, 4 (5), 389-392.
- Martin, F.W., Rhodes, A.M., Manuel, O., & Diaz, F. (1981). Variation in Okra. *Euphytica*, 7(30), 697-705.
- Maury, S., Geoffroy, P. & Legrand, M. (1999). Tobacco O-methyltransferases involved in phenylpropanoid metabolism: the different CCoAOMT and COMT classes have distinct substrate specificities and expression patterns. *Plant Physiol.* 121, 215-224.
- Melo, H. F. D., Souza, E. R. D., Duarte, H. H., Cunha, J. C., & Santos, H. R. (2017). Gas exchange and photosynthetic pigments in bell pepper irrigated with saline water. *Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental*, 21(1), 38-43.
- Meloni, D.A., Gullota, M.R., Martinez, C.A., & Oliva, M.A. (2004). Les effet du stress salin sur la croissance, la reduction du Nitrate, de l'accumulation de la proline et de la glycine betaine chez *Prosopis alba*. *Braz j. of plant Physiol*, 16(1), 39-46.
- Mercado-Blanco, J., van der Drift, K. M., Olsson, P. E., Thomas-Oates, J. E., van Loon, L. C., & Bakker, P. A. (2001). Analysis of the pmsCEAB gene cluster involved in biosynthesis of salicylic acid and the siderophore pseudomonine in the biocontrol strain *Pseudomonas fluorescens* WCS374. *Journal of Bacteriology*, 183(6), 1909-1920.
- Miliauskas, G., Venskutonis, P.R., & Beek, T.A. (2004). Screening of radical scavenging activity of some medicinal and aromatic plant extracts. *Food Chem.* 85, 231-237.
- Miller, G., Suzuki, N., Ciftci-Yilmaz, S., & Mittler, R. O. N. (2010). Reactive oxygen species homeostasis and signalling during drought and salinity stresses. *Plant, cell & environment*, 33(4), 453-467.
- Mimouni, H., Wasti, S., Manaa, A., Gharbi, E., Chalh, A., Vandoorne, B., ... & Ahmed, H. B. (2016). Does salicylic acid (SA) improve tolerance to salt stress in plants? A study of SA effects on tomato plant growth, water dynamics, photosynthesis, and biochemical parameters. *Omics: a journal of integrative biology*, 20(3), 180-190.
- Minh, L.T., Khang, D.T., Ha, P.T.T., Tuyen, P.T., Minh, T.N., Quan, N.V., & Xuan, T.D. (2016). Effects of salinity stress on growth and phenolics of rice (*Oryza sativa* L.). *International Letters of Natural Sciences*, 57,1.
- Miransari, M., & Smith, D.L. (2014). Plant hormones and seed germination. *Environmental and Experimental Botany*, 99, 110-121.
- Mishra, N., & Saxena, P. (2009). Effect of salicylic acid on proline metabolism in lentil grown under salinity stress. *Plant Science*, 177(3), 181-189.

- Mishra, N., Kumar, D., & Rizvi, S. I. (2013). Protective effect of *Abelmoschus esculentus* against alloxan-induced diabetes in Wistar strain rats. *Journal of Dietary Supplements*, 13(6), 634–646.
- Mittler, R. (2002). Oxidative stress, antioxidants and stress tolerance. *Trends in plant science*, 7(9), 405-410.
- Mittova, V., Volokita, M., & Guy, M. (2015). Antioxidative systems and stress tolerance: insight from wild and cultivated tomato species. In Reactive oxygen and nitrogen species signaling and communication in plants. *Springer International Publishing*, 23, 89-131.
- Miura, K., & Tada, Y. (2014). Regulation of water, salinity, and cold stress responses by salicylic acid. *Frontiers in plant science*, 5, 4.
- Mohammadi, M., Chaichi, M. R., & Safikhani, S. (2019). Salicylic acid application alleviates the salt stress effects in wheat. *International Journal of Development Research*, 9(01), 24976-24981.
- Morgan, P. W. (1990). Effects of abiotic stresses on plant hormone systems. *Plant biology (USA)*.
- Mrani Alaoui, M., El Jourmi, L., Ouarzane, A., Lazar, S., El Antri, S., Zahouily, M., & Hmyene, A. (2013). Effet du stress salin sur la germination et la croissance de six variétés marocaines de blé. *J. Mater. Environ. Sci*, 4(6), 997-1004.
- Munns, R., & Tester, M. (2008). Mechanisms of salinity tolerance. *Annu. Rev. Plant Biol.*, 59, 651-681.
- Munns, R., James, R. A., & Läuchli, A. (2006). Approaches to increasing the salt tolerance of wheat and other cereals. *Journal of experimental botany*, 57(5), 1025-1043.
- Munns, R., James, R. A., Xu, B., Athman, A., Conn, S. J., Jordans, C., ... & Plett, D. (2012). Wheat grain yield on saline soils is improved by an ancestral Na⁺ transporter gene. *Nature biotechnology*, 30(4), 360.
- Murillo-Amador, B., Lopez-Aguilar, R., Kaya, C., Larrinaga-Mayoral, J., Flores-Hernandez, A. (2002). Comparative effects of NaCl and polyethylene glycol on germination, emergence and seedling growth of cowpea, *J. Agron. Crop. Sci.* 188, 235 – 247.
- Mustafa, N. R., Kim, H. K., Choi, Y. H., Erkelens, C., Lefeber, A. W., Spijksma, G., ... & Verpoorte, R. (2009). Biosynthesis of salicylic acid in fungus elicited *Catharanthus roseus* cells. *Phytochemistry*, 70(4), 532-539.
- Nakabayashi, R., Yonekura-Sakakibara, K., Urano, K., Suzuki, M., Yamada, Y., Nishizawa, T., Matsuda, F., Kojima, M., Sakakibara, H., Shinozaki, K., et al. (2014). Enhancement of oxidative and drought tolerance in *Arabidopsis* by overaccumulation of antioxidant flavonoids. *Plant J.* 77, 367–379.
- Naumann, J. C., Young, D. R., & Anderson, J. E. (2007). Linking leaf chlorophyll fluorescence properties to physiological responses for detection of salt and drought stress in coastal plant species. *Physiologia plantarum*, 131(3), 422-433.
- Nazar, R., Iqbal, N., Syeed, S., & Khan, N. A. (2011). Salicylic acid alleviates decreases in photosynthesis under salt stress by enhancing nitrogen and sulfur assimilation and antioxidant metabolism differentially in two mungbean cultivars. *Journal of Plant Physiology*, 168(8), 807-815.

- Nazar, R., Umar, S., & Khan, N. A. (2015). Exogenous salicylic acid improves photosynthesis and growth through increase in ascorbate-glutathione metabolism and S assimilation in mustard under salt stress. *Plant signaling & behavior*, 10(3), e1003751.
- NCPAH. (2016). www.ncpahindia.com.
- Negrão, S., Schmöckel, S. M., & Tester, M. (2017). Evaluating physiological responses of plants to salinity stress. *Annals of Botany*, 119(1), 1-11.
- Nguyen, N. H., Kim, J. H., Kwon, J., Jeong, C. Y., Lee, W., Lee, D., ... & Lee, H. (2016). Characterization of *Arabidopsis thaliana* Flavonol Synthase 1 (FLS1)-overexpression plants in response to abiotic stress. *Plant physiology and biochemistry*, 103, 133-142.
- Nguyen, S.T., & Paquin, R. (1971). Méthodes d'extraction et de purification des acides aminés libres et des protéines de tissus végétaux. *Journal of Chromatography A*, 61, 349–351.
- Nimir, N. E. A., Lu, S., Zhou, G., Guo, W., Ma, B., & Wang, Y. (2015). Comparative effects of gibberellic acid, kinetin and salicylic acid on emergence, seedling growth and the antioxidant defence system of sweet sorghum (*Sorghum bicolor*) under salinity and temperature stresses. *Crop and Pasture Science*, 66(2), 145-157.
- Nimir, N. E. A., Zhou, G., Guo, W., Ma, B., Lu, S., & Wang, Y. (2016). Effect of foliar application of GA3, kinetin, and salicylic acid on ions content, membrane permeability, and photosynthesis under salt stress of sweet sorghum [*Sorghum bicolor* (L.) Moench]. *Canadian journal of plant science*, 97(3), 525-535.
- Noctor, G., Mhamdi, A., and Foyer, C. H. (2014). The roles of reactive oxygen metabolism in drought: not so cut and dried. *Plant Physiol.* 164, 1636–1648.
- Noiraud, N., Maurousset, L., & Lemoine, R. (2001). Transport of polyols in higher plants. *Plant Physiology and Biochemistry*, 39(9), 717-728.
- Nordin, M.N., Che Lah, M.K., Jahan, M.S. (2015). Effects of different salinity levels on rice production. *Australian Journal of Basic and Applied Sciences*, 9(5), 524-530.
- Noreen, S., Ashraf, M., Akram, N.A. (2012). Does exogenous application of salicylic acid improves growth and some key physiological attributes in sunflower plants subjected to salt stress? *J. Appl. Bot. Food Qual*, 84, 69– 177.
- Nounjan, N., Chansongkrow, P., Charoensawan, V., Siangliw, J. L., Toojinda, T., Chadchawan, S., & Theerakulpisut, P. (2018). High Performance of Photosynthesis and Osmotic Adjustment Are Associated With Salt Tolerance Ability in Rice Carrying Drought Tolerance QTL: Physiological and Co-expression Network Analysis. *Frontiers in plant science*, 9, 1135.
- Nxele X., Klein A., Ndimba B.K., (2017). Drought and salinity stress alters ROS accumulation, water retention, and osmolyte content in sorghum plants, *South African Journal of Botany*, 108, 261-266.
- Nzikou, J.M., Mvoula, T., Matouba, E., Ouamba, J. M., Kapseu, C., Parmentier, M. & Desobry, S. (2006). A study on gumbo seed grown in Congo Brazzaville for its food and industrial applications. *African Journal of Biotechnology*, 5 (24) ,2469-2475.

- Okçu, G., Kaya, M. D., & Atak, M. (2005). Effects of salt and drought stresses on germination and seedling growth of pea (*Pisum sativum* L.). *Turkish journal of agriculture and forestry*, 29(4), 237-242.
- Oliveira, J. T. A., Moraes, S. M. D., Cavada, B. S., Moreira, R. A., & Vasconcelos, I. M. (1998). Protein and lectin mobilization during *Erythrina velutina* forma *aurantiaca* seed germination and seedling growth in the dark. *Revista Brasileira de Fisiologia Vegetal (Brazil)*, 10, 25-30.
- Ologundudu, A. F., Adelusi, A. A., & Akinwale, R. O. (2014). Effect of Salt Stress on Germination and Growth Parameters of Rice (*Oryza sativa* L.). *Notulae Scientia Biologicae*, 6(2), 237.
- Onaga, G., & Wydra, K. (2016). Advances in plant tolerance to abiotic stresses. *Plant Genomics*, 229-272.
- Ouis M. (2017). Recherche des marqueurs biochimiques de la tolérance à la salinité chez le Gombo (*Abelmoschus esculentus* L.). Thèse de Doctorat, Université Oran 1.
- Ouis, M., Belkhodja, M., & Zemani, N. (2015). Effect of salinity on seed germination of *Abelmoschus esculentus*. *African Journal of Agricultural Research*, 10(19), 2014-2019.
- Ouji, A., El-Bok, S., Mouelhi, M., Younes, M. B., & Kharrat, M. (2015). Effect of salinity stress on germination of five Tunisian lentil (*Lens culinaris* L.) genotypes. *European Scientific Journal*, 11(21), 63-75.
- Palma, F., López-Gómez, M., Tejera, N. A., & Lluch, C. (2013). Salicylic acid improves the salinity tolerance of *Medicago sativa* in symbiosis with *Sinorhizobium meliloti* by preventing nitrogen fixation inhibition. *Plant science*, 208, 75-82.
- Pan, X., Chang, F., Kang, L., Liu, Y., Li, G., & Li, D. (2008). Effects of gibberellin A3 on growth and microcystin production in *Microcystis aeruginosa* (Cyanophyta). *Journal of plant physiology*, 165(16), 1691-1697.
- Parida, A. K., & Das, A. B. (2005). Salt tolerance and salinity effects on plants: a review. *Ecotoxicology and environmental safety*, 60(3), 324-349.
- Parvaiz, A., & Satyawati, S. (2008). Salt stress and phyto-biochemical responses of plants-a review. *Plant Soil and Environment*, 54(3), 89.
- Patanè, C., Saita, A., & Sortino, O. (2013). Comparative Effects of Salt and Water Stress on Seed Germination and Early Embryo Growth in Two Cultivars of Sweet Sorghum. *Journal of Agronomy and Crop Science*, 199, 30-37.
- Peleg, Z., & Blumwald, E. (2011). Hormone balance and abiotic stress tolerance in crop plants. *Current opinion in plant biology*, 14(3), 290-295.
- Pérez-López, U., Robredo, A., Lacuesta, M., Sgherri, C., Muñoz-Rueda, A., Navari-Izzo, F., & Mena-Petite, A. (2009). The oxidative stress caused by salinity in two barley cultivars is mitigated by elevated CO₂. *Physiologia Plantarum*, 135(1), 29-42.
- Perlík, V., Seibt, J., Cranston, L. J., Cogdell, R. J., Lincoln, C. N., Savolainen, J., ... & Hauer, J. (2015). Vibronic coupling explains the ultrafast carotenoid-to-

- bacteriochlorophyll energy transfer in natural and artificial light harvesters. *The Journal of chemical physics*, 142(21), 212434.
- Piasecka, A., Sawikowska, A., Kuczyńska, A., Ogradowicz, P., Mikołajczak, K., Krystkowiak, K., ... & Kachlicki, P. (2017). Drought-related secondary metabolites of barley (*Hordeum vulgare* L.) leaves and their metabolomic quantitative trait loci. *The Plant Journal*, 89(5), 898-913.
 - Pirzad, A., Shakiba, M. R., Zehtab-Salmasi, S., Mohammadi, S. A., Darvishzadeh, R., & Samadi, A. (2011). Effect of water stress on leaf relative water content, chlorophyll, proline and soluble carbohydrates in *Matricaria chamomilla* L. *Journal of Medicinal Plants Research*, 5(12), 2483-2488.
 - Poór, P., Gémes, K., Horváth, F., Szepesi, A., Simon, M. L., & Tari, I. (2011). Salicylic acid treatment via the rooting medium interferes with stomatal response, CO₂ fixation rate and carbohydrate metabolism in tomato, and decreases harmful effects of subsequent salt stress. *Plant Biology*, 13(1), 105-114.
 - Pospíšilová, J., Synková, H., & Rulcová, J. (2000). Cytokinins and water stress. *Biologia plantarum*, 43(3), 321-328.
 - Puvanitha, S., & Mahendran, S. (2017). Effect of salinity on plant height, shoot and root dry weight of selected rice cultivars. *Sch J Agric Vet Sci*, 4(4), 126-131.
 - Qadir, M., Quillérrou, E., Nangia, V., Murtaza, G., Singh, M., Thomas, R. J., ... & Noble, A. D. (2014). Economics of salt-induced land degradation and restoration. In *Natural Resources Forum*, 38 (4), 282-295.
 - Quan, Ruidang, et al. "EIN3 and SOS2 synergistically modulate plant salt tolerance." *Scientific reports* 7 (2017): 44637.
 - Radhouane, L. (2013). Agronomic and physiological responses of pearl millet ecotype (*Pennisetum glaucum* (L.) R. Br.) to saline irrigation. *Emirates Journal of Food and Agriculture*, 25(2), 109-116.
 - Radi, A. F., Shaddad, M. A. K., El-Enany, A. E., & Omran, F. M. (2001). Interactive effects of plant hormones (GA₃ or ABA) and salinity on growth and some metabolites of wheat seedlings. In *Plant Nutrition* (pp. 436-437). Springer, Dordrecht.
 - Rady, M.M., Mohamed, G.F. (2015). Modulation of salt stress effects on the growth, physio-chemical attributes and yields of *Phaseolus vulgaris* L. plants by the combined application of salicylic acid and *Moringa oleifera* leaf extract. *Sci Horti*. 193,105–13.
 - Rahnesan, Z., Nasibi, F., & Moghadam, A. A. (2018). Effects of salinity stress on some growth, physiological, biochemical parameters and nutrients in two pistachio (*Pistacia vera* L.) rootstocks. *Journal of Plant Interactions*, 13(1), 73-82.
 - Rai, G. K., Rai, N. P., Rathaur, S., Kumar, S., & Singh, M. (2013). Expression of rd29A:: AtDREB1A/CBF3 in tomato alleviates drought-induced oxidative stress by regulating key enzymatic and non-enzymatic antioxidants. *Plant physiology and biochemistry*, 69, 90-100.
 - Rajeshwari, V., & Bhuvaneshwari, V. (2017). Enhancing Salinity Tolerance in Brinjal Plants by Application of Salicylic Acid. *Journal of Plant Sciences*, 12(1), 46-51.

- Ramezani, E., Sepanlou, M. G., & Badi, H. A. N. (2011). The effect of salinity on the growth, morphology and physiology of *Echium amoenum* Fisch. & Mey. *African Journal of Biotechnology*, 10(44), 8765-8773.
- Rampino, P., Mita, G., Fasano, P., Borrelli, G. M., Aprile, A., Dalessandro, G., ... & Perrotta, C. (2012). Novel durum wheat genes up-regulated in response to a combination of heat and drought stress. *Plant physiology and biochemistry*, 56, 72-78.
- Rao, A., Ahmad, S. D., Sabir, S. M., Awan, S. I., Hameed, A., Abbas, S. R., ... & Ahmad, Z. (2013). Detection of saline tolerant wheat cultivars (*Triticum aestivum* L.) using lipid peroxidation, antioxidant defense system, glycine-betaine and proline contents. *J Anim Plant Sci*, 23, 1742-1748.
- Rasool, S., Hameed, A., Azooz, M. M., Siddiqi, T. O., & Ahmad, P. (2013). Salt stress: causes, types and responses of plants. In *Ecophysiology and responses of plants under salt stress* (pp. 1-24). Springer, New York, NY.
- Rathinasabapathi, B. (2000). Metabolic engineering for stress tolerance: installing osmoprotectant synthesis pathways. *Annals of Botany*, 86(4), 709-716.
- Rauf, A., Zaki, M. J., & Khan, D. (2014). Effects of NaCl salinity on growth of some cotton varieties and the root rot pathogens. *Int. J. Biol. Biotech*, 11(4), 661-670.
- Regnault, T. (2014). *Biosynthèse et transport des gibbérellines chez Arabidopsis thaliana*. Thèse de Doctorat. Université de Strasbourg.
- Rejili, M., Vadel, A. M., & Neffati, M. (2006). Germinative behaviour of two populations of *Lotus creticus* under salt stress. *Revue des Régions Arides*, 17, 65-78.
- Renard H (1975). Germination techniques, practical criteria and significance. Chemical, biochemical criteria, physiological and molecular. Laboratory of the University of Avignon, France. pp. 24-35.
- Rengasamy, P. (2006). World salinization with emphasis on Australia. *Journal of experimental botany*, 57(5), 1017-1023.
- Rezazadeh, A., Ghasemnezhad, A., Barani, M., & Telmadarrehei, T. (2012). Effect of salinity on phenolic composition and antioxidant activity of artichoke (*Cynara scolymus* L.) leaves. *Res J Med Plant*, 6, 245-252.
- Rivero, R.M., Mestre, T.C., Mittler, R.O.N., Rubio, F., Garcia-Sanchez, F., & Martinez, V. (2014). The combined effect of salinity and heat reveals a specific physiological, biochemical and molecular response in tomato plants. *Plant, cell & environment*, 37(5), 1059-1073.
- Rochdi, A., Lemsellek, A., Boussarhal, A., & Rachidai, A. (2005). Assessment of greenhouse salinity tolerance of some citrus rootstocks: *Citrus aurantium* and *Poncirus trifoliata* two-hybrid (Poncirus x Citrus sinensis and Poncirus x sunki Mandarin). *Biotechnol. Agron. Soc. Environ*, 9, 65-73.
- Rolland, F., Baena-Gonzalez, E., & Sheen, J. (2006). Sugar sensing and signaling in plants: conserved and novel mechanisms. *Annu. Rev. Plant Biol.*, 57, 675-709.
- Rowe, J. H., Topping, J. F., Liu, J., & Lindsey, K. (2016). Absciscic acid regulates root growth under osmotic stress conditions via an interacting hormonal network with cytokinin, ethylene and auxin. *New Phytologist*, 211(1), 225-239.

- Saadat, S., Badakhshan, P., Sattarzadeh, A., & Soula, S. (2012). Effect of salinity on germination and seedling growth of 4 sugar beet genotypes (*Beta Vulgaris* L.). *Tech. J. Eng. Appl. Sci.*, 2 (S): 615-619.
- Sabir, P., Ashraf, M., Hussain, M., & Jamil, A. M. E. R. (2009). Relationship of photosynthetic pigments and water relations with salt tolerance of proso millet (*Panicum miliaceum* L.) accessions. *Pak. J. Bot*, 41(6), 2957-2964.
- Sadat-Noori, S. A., Mottaghi, S., & Lotfifar, O. (2008). Salinity tolerance of maize in embryo and adult stage. *American-Eurasian Journal of Agricultural & Environmental Sciences*, 3(5), 717-725.
- Saeidi-Sar, S., Abbaspour, H., Afshari, H., & Yaghoobi, S .R. (2013). Effects of ascorbic acid and gibberellin GA3 on alleviation of salt stress in common bean (*Phaseolus vulgaris* L.) seedlings. *Acta Physiol. Plant*. 35, 667-677.
- Saito, K., Yonekura-Sakakibara, K., Nakabayashi, R., Higashi, Y., Yamazaki, M., Tohge, T., & Fernie, A. R. (2013). The flavonoid biosynthetic pathway in *Arabidopsis*: structural and genetic diversity. *Plant Physiology and Biochemistry*, 72, 21-34.
- Sakhabutdinova, A. R., Fatkhutdinova, D. R., Bezrukova, M. V., & Shakirova, F. M. (2003). Salicylic acid prevents the damaging action of stress factors on wheat plants. *Bulg J Plant Physiol*, 21, 314-319.
- Sakihama, Y., Mano, J. I., Sano, S., Asada, K., & Yamasaki, H. (2000). Reduction of phenoxyl radicals mediated by monodehydroascorbate reductase. *Biochemical and Biophysical Research Communications*, 279(3), 949-954.
- Santos, C. V. (2004). Regulation of chlorophyll biosynthesis and degradation by salt stress in sunflower leaves. *Scientia Horticulturae*, 103(1), 93-99.
- Satu, S. I., & Ahmad, S. (2019). Effects of Salinity on the Growth and Development of Groundnut Plant (*Arachis hypogaea* L.). *Journal of Bangladesh Academy of Sciences*, 43(1), 25-30.
- Sayar, R., Bchini, H., Mosbahi, M., & Khemira, H. (2010). Response of durum wheat (*Triticum durum* Desf.) growth to salt and drought stresses. *Czech Journal of Genetics and Plant Breeding*, 46(2), 54-63.
- Schiop, S. T., Al Hassan, M., Sestras, A. F., Boscaiu, M., Sestras, R. E., & Vicente, O. (2015). Identification of Salt Stress Biomarkers in Romanian Carpathian Populations of *Picea abies* (L.) Karst. *PloS one*, 10(8), e0135419.
- Sebei, K., Boukhchina, S., & Kallel, H. (2007). Évolution des tocophérols en relation avec les acides gras insaturés au cours de la maturation des graines de colza de printemps (*Brassica napus* L.). *C. R. Biologies*, 330, 55-6.
- Shabala, S., Munns, R., (2017). Salinity stress: physiological constraints and adaptive mechanisms. *Plant Stress Physiology*, 2nd ed. CABI, Wallingford, 24–63.
- Shahba, Z., Baghizadeh, A. & Yosefi, M. (2010). The salicylic acid effect on the tomato (*Lycopersicum esculentum* Mill.) germination, growth and photosynthetic pigment under salinity stress (NaCl). *Journal of Stress Physiology and Biochemistry*, 6, 4- 16.
- Shahbaz, M., & Ashraf, M. (2013). Improving salinity tolerance in cereals. *Critical reviews in plant sciences*, 32(4), 237-249.

- Shaki, F., Ebrahimzadeh Maboud, H., & Niknam, V. (2019). Effects of salicylic acid on hormonal cross talk, fatty acids profile, and ions homeostasis from salt-stressed safflower. *Journal of Plant Interactions*, 14(1), 340-346.
- Shaki, F., Ebrahimzadeh Maboud, H., & Niknam, V. (2019). Effects of salicylic acid on hormonal cross talk, fatty acids profile, and ions homeostasis from salt-stressed safflower. *Journal of Plant Interactions*, 14(1), 340-346.
- Shamshiri, M. H., & Fattahi, M. (2014). Evaluation of two biochemical markers for salt stress in three pistachio rootstocks inoculated with arbuscular mycorrhiza (*Glomus mosseae*). *Journal of Stress Physiology & Biochemistry*, 10(1), 335–346.
- Shamsul A.M., Arifuzzaman K.G.M. (2007). Chemical analysis of okra bast fiber (*Abelmoschus esculentus*) and its physico-chemical properties. *J Text Apparel Technol Manag*, 5,1–9.
- Shankar, V., Kumar, D., & Agrawal, V. (2016). Assessment of antioxidant enzyme activity and mineral nutrients in response to NaCl stress and its amelioration through glutathione in chickpea. *Applied biochemistry and biotechnology*, 178(2), 267-284.
- Shannon, M.C., Grieve, C.M., Francois, L.E. (1994). Whole-plant response to salinity. *Plantenvironmental interactions*. New York, Marcel-Decker, 199-244.
- Sharma, A., Shahzad, B., Kumar, V., Kohli, S. K., Sidhu, G. P. S., Bali, A. S., ... & Zheng, B. (2019). Phytohormones regulate accumulation of osmolytes under abiotic stress. *Biomolecules*, 9(7), 285.
- Sharma, P., Jha, A. B., Dubey, R. S., & Pessarakli, M. (2012). Reactive oxygen species, oxidative damage, and antioxidative defense mechanism in plants under stressful conditions. *Journal of botany*, 2012, 1-26.
- Sharma, R. R., & Singh, R. (2009). Gibberellic acid influences the production of malformed and button berries, and fruit yield and quality in strawberry (*Fragaria*× *Ananassa* Duch.). *Scientia Horticulturae*, 119(4), 430-433.
- Shen, J. J., Xing, T. J., Yuan, H. H., Liu, Z. Q., Jin, Z. P., Zhang, L. P., et al. (2013). Hydrogen sulfide improves drought tolerance in *Arabidopsis thaliana* by MicroRNA expressions. *PLoS One* 8:e77047.
- Shevyakova, N. I., Musatenko, L. I., Stetsenko, L. A., Vedenicheva, N. P., Voitenko, L. P., Sytnik, K. M., & Kuznetsov, V. V. (2013). Effects of abscisic acid on the contents of polyamines and proline in common bean plants under salt stress. *Russian journal of plant physiology*, 60(2), 200-211.
- Shkolnik-Inbar, D., Adler, G., & Bar-Zvi, D. (2013). ABI4 downregulates expression of the sodium transporter HKT1;1 in *Arabidopsis* roots and affects salt tolerance. *Plant J*, 73, 993–1005
- Shohani, F., Mehrabi, A. A., Khavarinegad, R. A., Safari, Z., & Kiani, S. (2013). The effect of GA3 on seed germination and early growth of lentil seedlings under salinity stress. *International Journal of Biosciences (IJB)*, 3(10), 27-32.

- Shrivastava, P., Kumar, R., (2015). Soil salinity: a serious environmental issue and plant growth promoting bacteria as one of the tools for its alleviation. *Saudi J. Biol. Sci.* 22 (22), 123–131.
- Shu, K., Chen, Q., Wu, Y., Liu, R., Zhang, H., Wang, P., ... & Yang, W. (2016). ABI 4 mediates antagonistic effects of abscisic acid and gibberellins at transcript and protein levels. *The Plant Journal*, 85(3), 348-361.
- Shu, K., Qi, Y., Chen, F., Meng, Y., Luo, X., Shuai, H., ... & Yang, F. (2017). Salt stress represses soybean seed germination by negatively regulating GA biosynthesis while positively mediating ABA biosynthesis. *Frontiers in plant science*, 8, 1372.
- Siddiqui, M.H., Khan, M.N., Mohammad, F., & Khan, M.M.A. (2008). Role of nitrogen and gibberellic acid (GA3) in the regulation of enzyme activities and in osmoprotectant accumulation in *Brassica juncea* L. under salt stress. *J Agron Crop Sci*, 194, 214–224.
- Siemonsma, J. S. (1982). West african okra—Morphological and cytogenetical indications for the existence of a natural amphidiploid of *Abelmoschus esculentus* (L.) Moench and *A. manihot* (L.) Medikus. *Euphytica*, 31(1), 241-252.
- Siemonsma, J.S. & Hamon, S. (2004). *Abelmoschus esculentus* (L.) Moench. In :Ressources végétales de l'Afrique Tropicale 2. Fondation PROTA. Wageningen. Pays-Bas, 25-30.
- Siemonsma, J.S., & Kouamé, C. (2004). Vegetable. *Plant Resource of Tropical Africa* 2.
- Silva-Ortega, C. O., Ochoa-Alfaro, A. E., Reyes-Agüero, J. A., Aguado-Santacruz, G. A., & Jiménez-Bremont, J. F. (2008). Salt stress increases the expression of p5cs gene and induces proline accumulation in cactus pear. *Plant Physiology and Biochemistry*, 46(1), 82-92.
- Singh, A. K., Singh, R. A., & Kumar, S. (2008). Influence of salinity on seedling growth and metabolism in maize genotypes. *Indian J Plant Physiol*, 13, 95-99.
- Skirycz, A., & Inzé, D. (2010). More from less: plant growth under limited water. *Current Opinion in Biotechnology*, 21(2), 197-203.
- Slama, F. (2004). La salinité et la production végétale. *Centre de publication universitaire*, Tunis.163P.
- Slama, I., Abdelly, C., Bouchereau, A., Flowers, T., & Savoure, A. (2015). Diversity, distribution and roles of osmoprotective compounds accumulated in halophytes under abiotic stress. *Annals of Botany*, 115(3), 433-447.
- Sobhanian, H., Motamed, N., Jazii, F. R., Nakamura, T., & Komatsu, S. (2010). Salt stress induced differential proteome and metabolome response in the shoots of *Aeluropus lagopoides* (Poaceae), a halophyte C4 plant. *Journal of Proteome Research*, 9(6), 2882-2897.
- Song, J., Feng, G., Tian, C., & Zhang F. (2005). Strategies for Adaptation of *Suaeda physophora*, *Haloxylon ammodendron* and *Haloxylon persicum* to a Saline Environment During Seed-Germination Stage. *Annals of Botany*, 96, 399-405.

- Sorkheh, K., Shiran, B., Rouhi, V., Khodambashi, M., & Sofo, A. (2012). Salt stress induction of some key antioxidant enzymes and metabolites in eight Iranian wild almond species. *Acta physiologiae plantarum*, 34(1), 203-213.
- Sosa, L., Llanes, A., Reinoso, H., Reginato, M., & Luna, V. (2005). Osmotic and specific ion effects on the germination of *Prosopis strombulifera*. *Annals of botany*, 96(2), 261-267.
- Soualmi, N., Belkhodja, M., & Adda, A. (2017). Effect of salt stress on some physiological parameters in *Atriplex halimus* L. *J. Fundam. Appl. Sci*, 9(1), 206-216.
- Stępień, P., & Kłbus, G. (2006). Water relations and photosynthesis in *Cucumis sativus* L. leaves under salt stress. *Biologia Plantarum*, 50(4), 610-616.
- Sutar, S., Patil, P., Aitawade, M., John, J., Malik, S., Rao, S., ... & Bhat, K. V. (2013). A new species of *Abelmoschus* Medik.(Malvaceae) from Chhattisgarh, India. *Genetic resources and crop evolution*, 60(7), 1953-1958.
- Szabados, L., & Savoure, A. (2010). Proline: a multifunctional amino acid. *Trends in plant science*, 15(2), 89-97.
- Szabolcs, I. (1989). Salt-affected Soils CRC Press Inc., Florida, 274 p.
- Szepesi, Á. (2005). Role of salicylic acid pre-treatment on the acclimation of tomato plants to salt-and osmotic stress. *Acta Biologica Szegediensis*, 49(1-2), 123-125.
- Tabatabaei, S., & Ehsanzadeh, P. (2016). Photosynthetic pigments, ionic and antioxidative behaviour of hulled tetraploid wheat in response to NaCl. *Photosynthetica*, 54(3), 340-350.
- Tabssum, F., Zaman, Q., Chen, Y., Riaz, U., Ashraf, W., Aslam, A., ... & Aziz, H. (2019). Exogenous application of proline improved salt tolerance in rice through modulation of antioxidant activities. *Pakistan Journal of Agricultural Research*, 32(1), 140-151.
- Tahjib-Ul-Arif, M., Siddiqui, M. N., Sohag, A. A. M., Sakil, M. A., Rahman, M. M., Polash, M. A. S., ... & Tran, L. S. P. (2018). Salicylic acid-mediated enhancement of photosynthesis attributes and antioxidant capacity contributes to yield improvement of maize plants under salt stress. *Journal of plant growth regulation*, 37(4), 1318-1330.
- Taïbi, K., Taïbi, F., Abderrahim, L. A., Ennajah, A., Belkhodja, M., & Mulet, J. M. (2016). Effect of salt stress on growth, chlorophyll content, lipid peroxidation and antioxidant defence systems in *Phaseolus vulgaris* L. *South African Journal of Botany*, 105, 306-312.
- Taiz, L., & Zeiger, E. (1998). Plant Physiology. Sinauer Associates, Inc., Publishers, Massachusetts. 792 pages.
- Takatsuji, H., & Jiang, C. J. (2014). Plant hormone crosstalks under biotic stresses. In *Phytohormones: a window to metabolism, signaling and biotechnological applications* (pp. 323-350). Springer, New York, NY.
- Tal, M., & Imber, D. (1971). Abnormal Stomatal Behavior and Hormonal Imbalance in Flacca, a Wilty Mutant of Tomato: III. Hormonal Effects on the Water Status in the Plant 1. *Plant physiology*, 47(6), 849-850.



- Talbi S., Romero-Puertas M. C., Hernández A., Terrón L., Ferchichi A., Sandalio L. M. (2015). Drought tolerance in a saharian plant *oudneya africana*: role of antioxidant defences. *Environ. Exp. Bot.* 111, 114–126.
- Tantawy, A. S., Abdel-Mawgoud, A. M. R., El-Nemr, M. A., & Chamoun, Y. G. (2009). Alleviation of salinity effects on tomato plants by application of amino acids and growth regulators. *European Journal of Scientific Research*, 30(3), 484-494.
- Tattini, M., Remorini, D., Pinelli, P., Agati, G., Saracini, E., Traversi, M. L., & Massai, R. (2006). Morpho-anatomical, physiological and biochemical adjustments in response to root zone salinity stress and high solar radiation in two Mediterranean evergreen shrubs, *Myrtus communis* and *Pistacia lentiscus*. *New Phytologist*, 170(4), 779-794.
- Tavakkoli E., Fatehi F., Coventry S., Rengasamy P., McDonald G.K. (2011). Additive effects of Na⁺ and Cl⁻ ions on barley growth under salinity stress. *J.Exp. Bot.* 62: 218p.
- Tavares, L. C., Rufino, C. A., Oliveira, S. D., Brunes, A. P., & Villela, F. A. (2014). Treatment of rice seeds with salicylic acid: seed physiological quality and yield. *Journal of Seed Science*, 36(3), 352-356.
- Telfer, A. (2014). Singlet oxygen production by PSII under light stress: mechanism, detection and the protective role of β -carotene. *Plant and Cell Physiology*, 55(7), 1216-1223.
- Terrell, E.E & Winters, H.F. (1974). Change in scientific names for certain crop plants. *Hort. Sci.*, 9, 324–325.
- Thiam, M., Champion, A., Diouf, D., & Ourèye SY, M. (2013). NaCl effects on in vitro germination and growth of some senegalese cowpea (*Vigna unguiculata* (L.) Walp.) cultivars. *ISRN biotechnology*, 2013.
- Tian, F., Wang, W., Liang, C., Wang, X., Wang, G., & Wang, W. (2017). Overaccumulation of glycine betaine makes the function of the thylakoid membrane better in wheat under salt stress. *The Crop Journal*, 5(1), 73-82.
- Tounekti, T., Hernández, I., Müller, M., Khemira, H., & Munné-Bosch, S. (2011). Kinetin applications alleviate salt stress and improve the antioxidant composition of leaf extracts in *Salvia officinalis*. *Plant Physiology and Biochemistry*, 49(10), 1165-1176.
- Tsegay, B. A., & Andargie, M. (2018). Seed Priming with Gibberellic Acid (GA 3) Alleviates Salinity Induced Inhibition of Germination and Seedling Growth of *Zea mays* L., *Pisum sativum* Var. abyssinicum A. Braun and *Lathyrus sativus* L. *Journal of Crop Science and Biotechnology*, 21(3), 261-267.
- Tuna, A. L., Kaya, C., Dikilitas, M., & Higgs, D. (2008). The combined effects of gibberellic acid and salinity on some antioxidant enzyme activities, plant growth parameters and nutritional status in maize plants. *Environmental and Experimental Botany*, 62(1), 1-9.
- Turkyilmaz, B. (2012). Effects of salicylic and gibberellic acids on wheat (*Triticum aestivum* L.) under salinity stress. *Bangladesh J. Bot.* 41(1), 29-34.
- Turner, N.C., Wright, G.C. & Siddique, K.H.M.. 2000. Adaptation of grain legumes (pulses) to water-limited environments. *Adv. Agron.* 71, 193-231.

- Tuteja, N. (2007). Mechanisms of high salinity tolerance in plants. In *Methods in enzymology*, 428, 419-438.
- Umar, J., Aliyu, A., Shehu, K., Abubakar, L. (2018). Influence of Salt Stress on Proline and Glycine Betaine Accumulation in Tomato (*Solanum lycopersicum* L.). *Journal of Horticulture and Plant Research*, 1, 19-25.
- Ünlükara, A., Kurunç, A., Kesmez, G. D., & Yurtseven, E. (2008). Growth and evapotranspiration of okra (*Abelmoschus esculentus* L.) as influenced by salinity of irrigation water. *Journal of irrigation and drainage engineering*, 134(2), 160-166.
- Van Ha, C., Leyva-González, M. A., Osakabe, Y., Tran, U. T., Nishiyama, R., Watanabe, Y., ... & Yamaguchi-Shinozaki, K. (2014). Positive regulatory role of strigolactone in plant responses to drought and salt stress. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 111(2), 851-856.
- Verbruggen, N., & Hermans, C. (2008). Proline accumulation in plants: a review. *Amino acids*, 35(4), 753-759.
- Verma, A. K., & Deepti, S. (2016). Abiotic stress and crop improvement: current scenario. *Adv Plants Agric Res*, 4(4), 00149.
- Verma, S., & Mishra, S. N. (2005). Putrescine alleviation of growth in salt stressed *Brassica juncea* by inducing antioxidative defense system. *Journal of plant physiology*, 162(6), 669-677.
- Verma, V., Ravindran, P., & Kumar, P. P. (2016). Plant hormone-mediated regulation of stress responses. *BMC plant biology*, 16(1), 86.
- Verslues PE, Agarwal M, Katiyar-Agarwal S, Zhu J, Zhu JK (2006). Methods and concepts in quantifying resistance to drought, salt and freezing, abiotic stresses that affect plant water status. *The Plant Journal*; 45(4) 523-539.
- Vieira, A. R., Vieira, M. Fraga, A. C., Oliveira, J. A., & Santos, C. D. D. (2002). Action of gibberellic acid (GA3) on dormancy and activity of alpha-amylase in rice seeds. *Revista Brasileira de Sementes*, 24(2), 43-48.
- Vishwakarma, K., Upadhyay, N., Kumar, N., Yadav, G., Singh, J., Mishra, R. K., ... & Sharma, S. (2017). Absciscic acid signaling and abiotic stress tolerance in plants: a review on current knowledge and future prospects. *Frontiers in plant science*, 8, 161.
- Waleed, A.E.A., Allem, A., Zsombic, L., & Attila, N. (2019). Effect of Gibberellic Acid on Germination of Six Wheat Cultivars under Salinity Stress Levels. *Asian Journal of Biological Sciences*, 12, 51-60.
- Wang Q.H., Liang X., Dong Y.J., Xu L.L., Zhang X.W., Kong J., Liu S. (2013). Effects of exogenous salicylic acid and nitric oxide on physiological characteristics of perennial ryegrass under cadmium stress. *J. Plant Growth Regul*, 32, 721-731.
- Wang Z., Xu Y., Wang J., Yang J., Zhang J (2012). Polyamine and ethylene interactions in grain filling of superior and inferior spikelets of rice. *Plant Growth Regul*, 66, 215.
- Wang, Y.G., Fu, F.L., Yu, H.Q., Hu, T., Zhang, Y.Y., Tao, Y., ... & Li, W.C. (2018). Interaction network of core ABA signaling components in maize. *Plant molecular biology*, 96(3), 245-263.

- Wani, S. H., Kumar, V., Shriram, V., & Sah, S. K. (2016). Phytohormones and their metabolic engineering for abiotic stress tolerance in crop plants. *The Crop Journal*, 4(3), 162-176.
- Weiss, D., & Ori, N. (2007). Mechanisms of cross talk between gibberellin and other hormones. *Plant physiology*, 144(3), 1240-1246.
- Wildermuth, M. C., Dewdney, J., Wu, G., & Ausubel, F. M. (2001). Isochorismate synthase is required to synthesize salicylic acid for plant defence. *Nature*, 414(6863), 562.
- Wu, X., Zhu, Z., Li, X., & Zha, D. (2012). Effects of cytokinin on photosynthetic gas exchange, chlorophyll fluorescence parameters and antioxidative system in seedlings of eggplant (*Solanum melongena* L.) under salinity stress. *Acta physiologiae plantarum*, 34(6), 2105-2114.
- Yakoubi, F. (2014). Réponse hormonale des graines du gombo (*Abelmoschus esculentus* L.) sous stress salin. Mémoire Magister. Université d'Oran, pp:73.
- Yamaguchi, S. (2008). Gibberellin metabolism and its regulation. *Annu. Rev. Plant Biol.*, 59, 225-251.
- Yamauchi, Y., Sugimoto, Y. (2010). Effect of protein modification by malondialdehyde on the interaction between the oxygen-evolving complex 33 kDa protein and photosystem II core proteins. *Planta*, 231, 1077-1088.
- Yang Y., & Guo Y. (2018). Elucidating the molecular mechanisms mediating plant salt-stress responses. *New Phytol.* 217, 523-539.
- Yang, X., Kang, S.M., Jeon, B.T., Kim, Y.D., Ha, J.H., Kim, Y.T., & Jeon, Y.J. (2011) Isolation and identification of an antioxidant flavonoid compound from citrus-processing by-product. *J. Sci. Food Agric*, 91, 1925-1927.
- Ying, Y., Yue, Y., Huang, X., Wang, H., Mei, L., Yu, W., ... & Wu, J. (2013). Salicylic acid induces physiological and biochemical changes in three Red bayberry (*Myrica rubra*) genotypes under water stress. *Plant growth regulation*, 71(2), 181-189.
- Younesi, O., & Moradi, A. (2014). Effect of priming of seeds of *Medicago sativa* 'bami' with gibberellic acid on germination, seedlings growth and antioxidant enzymes activity under salinity stress. *Journal of Horticultural Research*, 22(2), 167-174.
- Younis, M. E., Hasaneen, M. N., & Kazamel, A. M. (2010). Exogenously applied ascorbic acid ameliorates detrimental effects of NaCl and mannitol stress in *Vicia faba* seedlings. *Protoplasma*, 239(1-4), 39-48.
- Youssef, T., & Awad, M. A. (2008). Mechanisms of enhancing photosynthetic gas exchange in date palm seedlings (*Phoenix dactylifera* L.) under salinity stress by a 5-aminolevulinic acid-based fertilizer. *Journal of Plant Growth Regulation*, 27(1), 1-9.
- Yu-feng, W. (2006). Effect of NaCl stress on seed germination of watermelon. *Journal of Anhui Agricultural Sciences*, 34(24), 6497-6499.
- Zahedi, S. M., Nabipour, M., Azizi, M., Gheisary, H., Jalali, M., & Amini, Z. (2011). Effect of kinds of salt and its different levels on seed germination and growth of basil plant. *World Applied Sciences Journal*, 15(7), 1039-1045.

- Zebib, B. (2012). La bioformulation des bioactifs. *Application agroalimentaire, Saarbrücken: Presses Académiques Francophones.*
- Zemani, N., (2009). Réponse de la germination des graines du gombo (*Abelmoschus esculentus* L.) à l'action combinée de la salinité et la gibbérelline (GA3).Mémoire de Magister. Université d'Oran. 89 p.
- Zhang, J., Yu, H., Zhang, Y., Wang, Y., Li, M., Zhang, J., ... & Li, Z. (2016). Increased abscisic acid levels in transgenic maize overexpressing AtLOS5 mediated root ion fluxes and leaf water status under salt stress. *Journal of experimental botany*, 67(5), 1339-1355.
- Zhang, P., Senge, M., & Dai, Y. (2017). Effects of salinity stress at different growth stages on tomato growth, yield, and water-use efficiency. *Communications in soil science and plant analysis*, 48(6), 624-634.
- Zhang, Y., Xu, S., Yang, S., & Chen, Y. (2015). Salicylic acid alleviates cadmium-induced inhibition of growth and photosynthesis through upregulating antioxidant defense system in two melon cultivars (*Cucumis melo* L.). *Protoplasma*, 252(3), 911-924.
- Zhou, Y., Tang, N., Huang, L., Zhao, Y., Tang, X., & Wang, K. (2018). Effects of Salt Stress on Plant Growth, Antioxidant Capacity, Glandular Trichome Density, and Volatile Exudates of *Schizonepeta tenuifolia* Briq. *International journal of molecular sciences*, 19(1), 252.
- Zhu, G., Yin, J., Guo, X., Chen, X., Zhi, W., Liu, J., ... & Zhou, G. (2019). Gibberellic Acid Amended Antioxidant Enzyme and Osmotic Regulation to Improve Salt Tolerance of Okra at Early Growth Stage. *International Journal Of Agriculture And Biology*, 22(2), 270-276.
- Zhu, J. K. (2002). Salt and drought stress signal transduction in plants. *Annual review of plant biology*, 53(1), 247-273.
- Zhu, J.-K. (2003). Regulation of ion homeostasis under salt stress. *Curr. Opin. Plant Biol.* 6, 441–445.
- Zia-ur-Rehman, M., Rizwan, M., Sabir, M., Shahjahan., Shafaqat, A., & Hamaad, R.A. (2016). Comparative effects of different soil conditioners on wheat growth and yield grown in saline-sodic soils. *Sains Malaysiana*, 45(3), 339–346.
- Zouaoui, A., Moula, E. & Snoussi., S.A. (2018). Étude de l'effet de la salinité et de l'inoculation de bradyrhizobiumsp. (*Lotus*) sur le comportement morpho-physiologique du haricot (*Phaseolus vulgaris* L.). *Revue Agrobiologia*, 8(1), 802-808.

Annexes

ANNEXE I

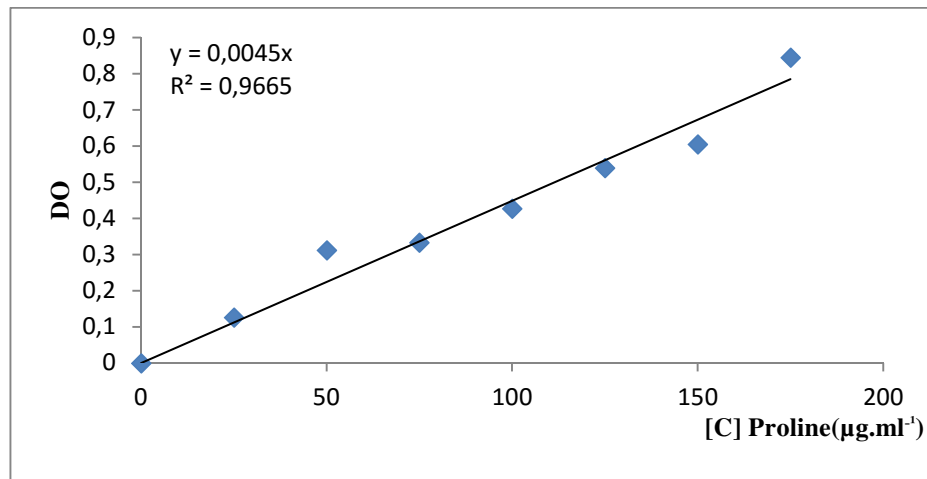


Figure 1. Courbe d'étalonnage de la proline

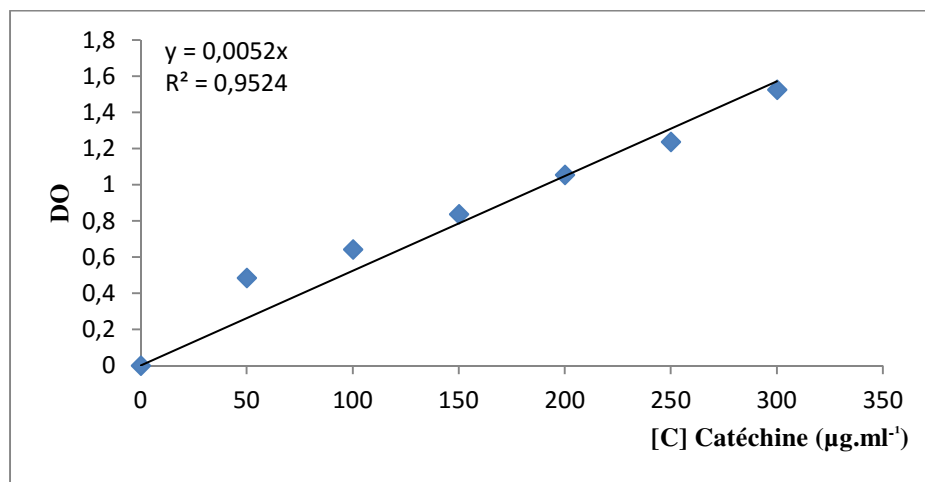


Figure 2. Courbe d'étalonnage des flavonoïdes

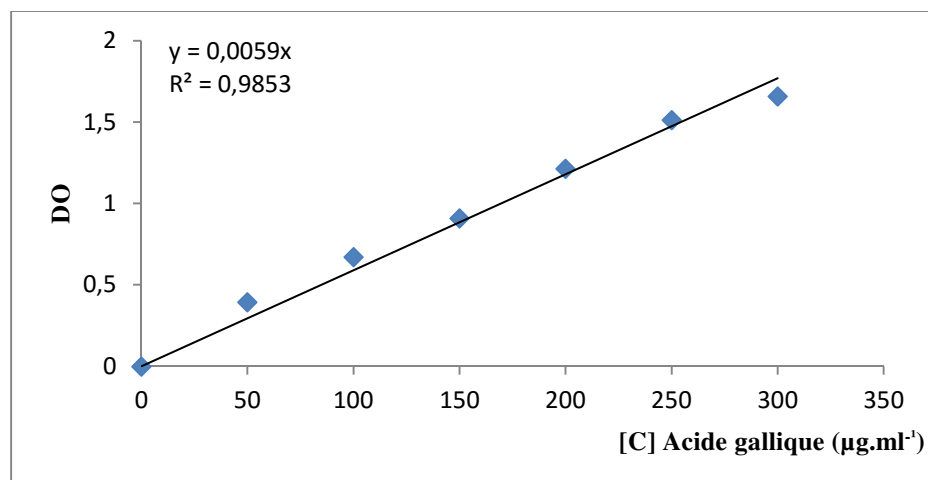


Figure 3. Courbe d'étalonnage des polyphénols totaux

ANNEXE II

• Partie germination

Tableau 1. Effet du NaCl et de l'AG3 sur la précocité de la germination (après 24 heures) des graines du gombo.

NaCl (mM)	0			50			100		
Hormones	T0	AG3 50 μ M	AG3 100 μ M	T50	AG3 50 μ M	AG3 100 μ M	T100	AG3 50 μ M	AG3 100 μ M
Précocité de la germination (%)	16 $\pm$ 5,48	68 $\pm$ 8,37	96 $\pm$ 5,48	6 $\pm$ 8,94	46 $\pm$ 5,48	92 $\pm$ 8,37	0	14 $\pm$ 5,48	68 $\pm$ 8,37

Tableau 2. Effet du NaCl et de l'AG3 sur le temps moyen de la germination (TMG) des graines du gombo.

NaCl (mM)	0			50			100		
Hormones	T0	AG3 50 μ M	AG3 100 μ M	T50	AG3 50 μ M	AG3 100 μ M	T100	AG3 50 μ M	AG3 100 μ M
TMG (jours)	1,86 $\pm$ 0,05	1,32 $\pm$ 0,08	1,06 $\pm$ 0,09	2,2 $\pm$ 0,16	1,54 $\pm$ 0,05	1,12 $\pm$ 0,13	2,67 $\pm$ 0,22	2,28 $\pm$ 0,16	1,428 $\pm$ 0,11

Tableau 3. Effet du NaCl et de l'AG3 sur la cinétique de la germination des graines du gombo

NaCl (mM)	0			50			100		
Hormones	T0	AG3 50 μ M	AG3 100 μ M	T50	AG3 50 μ M	AG3 100 μ M	T100	AG3 50 μ M	AG3 100 μ M
1 ^{er} jour	16 $\pm$ 5,48	68 $\pm$ 8,37	96 $\pm$ 5,48	6 $\pm$ 8,94	46 $\pm$ 5,48	92 $\pm$ 8,37	0	14 $\pm$ 5,48	68 $\pm$ 8,37
2 ^{ème} jour	94 $\pm$ 5,48	100	98 $\pm$ 4,47	74 $\pm$ 11,40	100	96 $\pm$ 5,48	48 $\pm$ 13,04	68 $\pm$ 8,37	88 $\pm$ 4,47
3 ^{ème} jour	100	100	100	100	100	100	82 $\pm$ 8,37	90 $\pm$ 10	98 $\pm$ 4,47
4 ^{ème} jour	100	100	100	100	100	100	98 $\pm$ 4,47	100	98 $\pm$ 4,47
5 ^{ème} jour	100	100	100	100	100	100	98 $\pm$ 4,47	100	98 $\pm$ 4,47
6 ^{ème} jour	100	100	100	100	100	100	98 $\pm$ 4,47	100	98 $\pm$ 4,47
7 ^{ème} jour	100	100	100	100	100	100	98 $\pm$ 4,47	100	98 $\pm$ 4,47

ANNEXE II

Tableau 4. Effet du NaCl et de l'AG3 sur la longueur des hypocotyles et racicules des plantules du gombo âgées de 7 jours.

NaCl (mM)	0			50			100		
Hormones	T0	AG3 50 μ M	AG3 100 μ M	T50	AG3 50 μ M	AG3 100 μ M	T100	AG3 50 μ M	AG3 100 μ M
LH (cm)	3,7 $\pm$ 0,45	5,75 $\pm$,59	7,72 $\pm$ 0,56	2,37 $\pm$ 0,23	4,24 $\pm$ 0,33	6,1 $\pm$ 0,62	0,71 $\pm$ 0,11	1,53 $\pm$ 0,49	1,8 $\pm$ 0,27
LR (cm)	5,65 $\pm$ 0,63	6,85 $\pm$ 0,22	5,14 $\pm$ 0,66	3,25 $\pm$ 0,46	5,83 $\pm$ 0,29	4,36 $\pm$ 0,69	1,5 $\pm$ 0,13	2,32 $\pm$ 0,43	2,78 $\pm$ 0,19

Tableau 5. Effet du NaCl et de l'AG3 sur le poids frais des hypocotyles et racicules des plantules du gombo âgées de 7 jours.

NaCl (mM)	0			50			100		
Hormones	T0	AG3 50 μ M	AG3 100 μ M	T50	AG3 50 μ M	AG3 100 μ M	T100	AG3 50 μ M	AG3 100 μ M
PFH (g)	0,148 $\pm$ 0,015	0,15 $\pm$ 0,007	0,238 $\pm$ 0,011	0,094 $\pm$ 0,005	0,15 $\pm$ 0,01	0,189 $\pm$ 0,038	0,026 $\pm$ 0,005	0,034 $\pm$ 0,005	0,09 $\pm$ 0,015
PFR (g)	0,112 $\pm$ 0,018	0,136 $\pm$ 0,015	0,1094 $\pm$ 0,011	0,058 $\pm$ 0,008	0,09 $\pm$ 0,012	0,061 $\pm$ 0,007	0,032 $\pm$ 0,004	0,032 $\pm$ 0,008	0,0391 $\pm$ 0,004

Tableau 6. Effet du NaCl et de l'AG3 sur le poids sec des hypocotyles et racicules des plantules du gombo âgées de 7 jours.

NaCl (mM)	0			50			100		
Hormones	T0	AG3 50 μ M	AG3 100 μ M	T50	AG3 50 μ M	AG3 100 μ M	T100	AG3 50 μ M	AG3 100 μ M
PSH (g)	0,007 $\pm$ 0,0001	0,007	0,0102 $\pm$ 0,0004	0,0056 $\pm$ 0,0005	0,0067 $\pm$ 0,0003	0,0096 $\pm$ 0,0019	0,003	0,0038 $\pm$ 0,0004	0,0062 $\pm$ 0,0004
PSR (g)	0,0052 $\pm$ 0,0004	0,006	0,0055 $\pm$ 0,0013	0,0042 $\pm$ 0,0004	0,0036 $\pm$ 0,0009	0,0035 $\pm$ 0,0005	0,0048 $\pm$ 0,0007	0,0022 $\pm$ 0,0004	0,001

Tableau 7. Effet du NaCl et de l'AS sur la précocité de la germination (après 24 heures) des graines du gombo.

NaCl (mM)	0			50			100		
Hormones	T0	AS 100 μ M	AS 200 μ M	T50	AS 100 μ M	AS 200 μ M	T100	AS 100 μ M	AS 200 μ M
Précocité de la germination (%)	16 $\pm$ 5,48	60 $\pm$ 10	94 $\pm$ 5,48	6 $\pm$ 8,94	30 $\pm$ 7,07	88 $\pm$ 8,37	0	12 $\pm$ 4,47	58 $\pm$ 8,37

ANNEXE II

Tableau 8. Effet du NaCl et de l'AS sur le temps moyen de la germination (TMG) des graines du gombo.

NaCl (mM)	0			50			100		
Hormones	T0	AS 100 µM	AS 200 µM	T50	AS 100 µM	AS 200 µM	T100	AS 100 µM	AS 200 µM
TMG (jours)	1,86± 0,055	1,4± 0,1	1,06± 0,055	2,2± 0,158	1,7± 0,071	1,16± 0,114	2,67± 0,222	2,42± 0,110	1,66± 0,152

Tableau 9. Effet du NaCl et de l'AS sur la cinétique de la germination des graines du gombo.

NaCl (mM)	0			50			100		
Hormones	T0	AS 100 µM	AS 200 µM	T50	AS 100 µM	AS 200 µM	T100	AS 100 µM	AS 200 µM
1 ^{er} jour	16± 5,48	60± 10	94± 5,48	6± 8,94	30± 7,07	88± 8,37	0	12± 4,47	58± 8,37
2 ^{ème} jour	94± 5,48	100	100	74± 11,40	100	96± 5,48	48± 13,04	62± 8,37	80± 7,07
3 ^{ème} jour	100	100	100	100	100	100	82± 8,37	84± 11,40	96± 5,48
4 ^{ème} jour	100	100	100	100	100	100	98± 4,47	100	100
5 ^{ème} jour	100	100	100	100	100	100	98± 4,47	100	100
6 ^{ème} jour	100	100	100	100	100	100	98± 4,47	100	100
7 ^{ème} jour	100	100	100	100	100	100	98± 4,47	100	100

Tableau 10. Effet du NaCl et de l'AS sur la longueur des hypocotyles et racicules des plantules du gombo âgées de 7 jours.

NaCl (mM)	0			50			100		
Hormones	T0	AS 100 µM	AS 200 µM	T50	AS 100 µM	AS 200 µM	T100	AS 100 µM	AS 200 µM
LH (cm)	3,7± 0,45	4,95± 0,54	6,68± 0,75	2,37± 0,23	4,02± 0,51	5,54± 0,46	0,71± 0,11	0,9± 0,11	1,82± 0,34
LR (cm)	5,65± 0,63	6,35± 0,58	6,08± 0,90	3,25± 0,46	5,25± 0,38	4,14± 0,55	1,5± 0,13	2,01± 0,08	2,26± 0,43

ANNEXE II

Tableau 11. Effet du NaCl et de l'AS sur le poids frais des hypocotyles et racicules des plantules du gombo âgées de 7 jours.

NaCl (mM)	0			50			100		
Hormones	T0	AS 100 µM	AS 200 µM	T50	AS 100 µM	AS 200 µM	T100	AS 100 µM	AS 200 µM
PFH (g)	0,148 ±0,01 5	0,156± 0,015	0,12± 0,023	0,094± 0,005	0,13± 0,016	0,175± 0,012	0,026 ±0,00 5	0,028± 0,008	0,070± 0,013
PFR (g)	0,112 ±0,01 8	0,146± 0,015	0,138± 0,029	0,058± 0,008	0,086± 0,011	0,063± 0,010	0,032 ±0,00 4	0,032± 0,004	0,046± 0,007

Tableau 12. Effet du NaCl et de l'AS sur le poids sec des hypocotyles et racicules des plantules du gombo âgées de 7 jours.

NaCl (mM)	0			50			100		
Hormones	T0	AS 100 µM	AS 200 µM	T50	AS 100 µM	AS 200 µM	T100	AS 100 µM	AS 200 µM
PSH (g)	0,007± 0,0001	0,0064± 0,0005	0,008± 0,0010	0,0056± 0,0005	0,0066± 0,0005	0,0082± 0,0008	0,003	0,0032± 0,0004	0,0057± 0,0007
PSR (g)	0,0052± 0,0004	0,0058± 0,0008	0,0074± 0,0009	0,0042± 0,0004	0,0034± 0,0005	0,0052± 0,0008	0,0048± 0,0007	0,002	0,002± 0,0007

Tableau 13. Effet du NaCl et de la Kinétine sur la précocité de la germination (après 24 heures) des graines du gombo.

NaCl (mM)	0			50			100		
Hormones	T0	Kn 75 µM	Kn 100 µM	T50	Kn 75 µM	Kn 100 µM	T100	Kn 75 µM	Kn 100 µM
Précocité de la germination (%)	16±5,48	92±8,37	96±8,94	6±8,94	94±5,48	92±8,37	0	72±8,37	86±8,94

Tableau 14. Effet du NaCl et de la Kinétine sur le temps moyen de la germination (TMG) des graines du gombo.

NaCl (mM)	0			50			100		
Hormones	T0	Kn 75 µM	Kn 100 µM	T50	Kn 75 µM	Kn 100 µM	T100	Kn 75 µM	Kn 100 µM
TMG (jours)	1,86± 0,05	1,1± 0,10	1,04± 0,09	2,2± 0,16	1,06± 0,05	1,1± 0,12	2,67± 0,22	1,29± 0,09	1,16± 0,11

ANNEXE II

Tableau 15. Effet du NaCl et de la Kinétine sur la cinétique de la germination des graines du gombo.

NaCl (mM)	0			50			100		
Hormones	T0	Kn 75 µM	Kn 100 µM	T50	Kn 75 µM	Kn 100 µM	T100	Kn 75 µM	Kn 100 µM
1 ^{er} jour	16± 5,48	92± 8,37	96±8,9 4	6±8,94	94±5,4 8	92±8,3 7	0	72±8,37	86±8,94
2 ^{ème} jour	94± 5,48	98± 4,47	100	74±11,4 0	100	98±4,4 7	48±13,0 4	92±13,0 4	98±4,47
3 ^{ème} jour	100	100	100	100	100	100	82±8,37	96±8,94	100
4 ^{ème} jour	100	100	100	100	100	100	98±4,47	96±8,94	100
5 ^{ème} jour	100	100	100	100	100	100	98±4,47	96±8,94	100
6 ^{ème} jour	100	100	100	100	100	100	98±4,47	96±8,94	100
7 ^{ème} jour	100	100	100	100	100	100	98±4,47	96±8,94	100

Tableau 16. Effet du NaCl et de la Kinétine sur la longueur des hypocotyles et racicules des plantules du gombo âgées de 7 jours.

NaCl (mM)	0			50			100		
Hormones	T0	Kn 75 µM	Kn 100 µM	T50	Kn 75 µM	Kn 100 µM	T100	Kn 75 µM	Kn 100 µM
LH (cm)	3,7± 0,45	5,84± 0,32	6,02± 0,29	2,37± 0,23	4,34± 0,54	4,48± 0,37	0,71± 0,11	1,52± 0,31	1,74± 0,34
LR (cm)	5,65± 0,63	5,54± 1,28	6,64± 1,08	3,25± 0,46	3,88± 0,59	2,98± 0,77	1,5± 0,13	1,76± 0,25	2± 0,35

Tableau 17. Effet du NaCl et de la Kinétine sur le poids frais des hypocotyles et racicules des plantules du gombo âgées de 7 jours.

NaCl (mM)	0			50			100		
Hormones	T0	Kn 75 µM	Kn 100 µM	T50	Kn 75 µM	Kn 100 µM	T100	Kn 75 µM	Kn 100 µM
PFH (g)	0,148± 0,015	0,203± 0,026	0,182± 0,014	0,094± 0,005	0,164± 0,018	0,168± 0,007	0,026± 0,005	0,081± 0,022	0,061± 0,012
PFR (g)	0,112± 0,018	0,108± 0,013	0,108± 0,016	0,058± 0,008	0,05± 0,009	0,051± 0,008	0,032± 0,004	0,035± 0,007	0,035± 0,003

Tableau 18. Effet du NaCl et de la Kinétine sur le poids sec des hypocotyles et racicules des plantules du gombo âgées de 7 jours.

NaCl (mM)	0			50			100		
Hormones	T0	Kn 75 µM	Kn 100 µM	T50	Kn 75 µM	Kn 100 µM	T100	Kn 75 µM	Kn 100 µM
PSH (g)	0,007± 0,0001	0,01± 0,0014	0,0078± 0,0008	0,0056± 0,0005	0,009± 0,0019	0,0068± 0,0021	0,003	0,005± 0,0017	0,0045± 0,0003
PSR (g)	0,0052± 0,0004	0,0056± 0,0005	0,0068± 0,0008	0,0042± 0,0004	0,0026± 0,0008	0,0025± 0,0004	0,0048± 0,0007	0,0023± 0,0006	0,002± 0,0006

ANNEXE II

Tableau 19. Effet des combinaisons hormonales (en absence de NaCl) sur la précocité de la germination (après 24 heures) des graines du gombo.

NaCl	0 mM				
Hormones	T0	AG3/AS	AG3/Kn	Kn/AS	AG3/AS/Kn
Précocité de la germination (%)	14±5,48	96±5,48	94±8,94	98±4,47	92±8,37

Tableau 20. Effet des combinaisons hormonales en présence de 50 mM de NaCl sur la précocité de la germination (après 24 heures) des graines du gombo.

NaCl	50 mM				
Hormones	T50	AG3/AS	AG3/Kn	Kn/AS	AG3/AS/Kn
Précocité de la germination (%)	6±8,94	98±4,47	96±5,48	98±4,47	98±4,47

Tableau 21. Effet des combinaisons hormonales en présence de 100 mM de NaCl sur la précocité de la germination (après 24 heures) des graines du gombo.

NaCl	100 mM				
Hormones	T100	AG3/AS	AG3/Kn	Kn/AS	AG3/AS/Kn
Précocité de la germination (%)	0	66±11,40	60±10	66±11,40	66±8,94

Tableau 22. Effet des combinaisons hormonales (en absence de NaCl) sur le temps moyen de la germination (TMG) des graines du gombo.

NaCl	0 mM				
Hormones	T0	AG3/AS	AG3/Kn	Kn/AS	AG3/AS/Kn
TMG (%)	1,86±0,05	1,02±0,04	1,044±0,10	1,04±0,09	1,022±0,05

ANNEXE II

Tableau 23. Effet des combinaisons hormonales en présence de 50 mM de NaCl sur le temps moyen de la germination (TMG) des graines du gombo.

NaCl	50 mM				
Hormones	T50	AG3/AS	AG3/Kn	Kn/AS	AG3/AS/Kn
TMG (%)	2,2±0,16	1,02±0,04	1,02±0,04	1	1

Tableau 24. Effet des combinaisons hormonales en présence de 100 mM de NaCl sur le temps moyen de la germination (TMG) des graines du gombo.

NaCl	100 mM				
Hormones	T100	AG3/AS	AG3/Kn	Kn/AS	AG3/AS/Kn
TMG (%)	2,67±0,22	1,296±0,11	1,36±0,07	1,28±0,10	1,35±0,22

Tableau 25. Effet des combinaisons hormonales (en absence de NaCl) sur la longueur des hypocotyles et racicules des plantules du gombo âgées de 7 jours.

NaCl	0 mM				
Hormones	T0	AG3/AS	AG3/Kn	Kn/AS	AG3/AS/Kn
LH (cm)	5,65±0,46	6,3±0,48	5,7±0,44	6,14±0,192	6,04±0,448
LR (cm)	3,7±0,3	5,94±0,568	5,04±0,632	5,08±0,208	5,3±0,12

Tableau 26. Effet des combinaisons hormonales en présence de 50 mM de NaCl sur la longueur des hypocotyles et racicules des plantules du gombo âgées de 7 jours.

NaCl	50 mM				
Hormones	T50	AG3/AS	AG3/Kn	Kn/AS	AG3/AS/Kn
LH (cm)	3,25±0,36	4,25±0,4	3,24±0,452	4,22±0,264	3,07±0,516
LR (cm)	2,37±0,164	5,92±0,616	4,29±0,288	3,99±0,208	3,78±0,304

ANNEXE II

Tableau 27. Effet des combinaisons hormonales en présence de 100 mM de NaCl sur la longueur des hypocotyles et racicules des plantules du gombo âgées de 7 jours.

NaCl	100 mM				
Hormones	T100	AG3/AS	AG3/Kn	Kn/AS	AG3/AS/Kn
LH (cm)	1,5±0,1	2,95±0,1	1,73±0,144	2,16±0,232	1,94±0,252
LR (cm)	0,71±0,076	1,38±0,048	1,76±0,112	1,4±0,12	1,62±0,196

Tableau 28. Effet des combinaisons hormonales (en absence de NaCl) sur le poids frais des hypocotyles et racicules des plantules du gombo âgées de 7 jours.

NaCl	0 mM				
Hormones	T0	AG3/AS	AG3/Kn	Kn/AS	AG3/AS/Kn
PFH (g)	0,148±0,015	0,2092±0,016	0,1722±0,020	0,192±0,016	0,1866±0,027
PFR (g)	0,112±0,018	0,0924±0,011	0,0944±0,015	0,092±0,013	0,1066±0,016

Tableau 29. Effet des combinaisons hormonales en présence de 50 mM de NaCl sur le poids frais des hypocotyles et racicules des plantules du gombo âgées de 7 jours.

NaCl	50 mM				
Hormones	T50	AG3/AS	AG3/Kn	Kn/AS	AG3/AS/Kn
PFH (g)	0,094±0,005	0,2478±0,013	0,1942±0,011	0,1938±0,013	0,1698±0,016
PFR (g)	0,058±0,008	0,0546±0,006	0,054±0,007	0,0552±0,006	0,0512±0,009

Tableau 30. Effet des combinaisons hormonales en présence de 100 mM de NaCl sur le poids frais des hypocotyles et racicules des plantules du gombo âgées de 7 jours.

NaCl	100 mM				
Hormones	T100	AG3/AS	AG3/Kn	Kn/AS	AG3/AS/Kn
PFH (g)	0,026±0,005	0,0894±0,008	0,0718±0,006	0,0718±0,011	0,0922±0,005
PFR (g)	0,032±0,004	0,0328±0,003	0,0372±0,004	0,04±0,008	0,0376±0,009

ANNEXE II

Tableau 31. Effet des combinaisons hormonales (en absence de NaCl) sur le poids sec des hypocotyles et racicules des plantules du gombo âgées de 7 jours.

NaCl	0 mM				
Hormones	T0	AG3/AS	AG3/Kn	Kn/AS	AG3/AS/Kn
PSH (g)	0,007±0,0001	0,0097±0,0015	0,0072±0,0017	0,0089±0,0014	0,0087±0,0007
PSR (g)	0,0052±0,0004	0,0055±0,0011	0,0046±0,0008	0,0048±0,0012	0,005±0,0006

Tableau 32. Effet des combinaisons hormonales en présence de 50 mM de NaCl sur le poids sec des hypocotyles et racicules des plantules du gombo âgées de 7 jours.

NaCl	50 mM				
Hormones	T50	AG3/AS	AG3/Kn	Kn/AS	AG3/AS/Kn
PSH (g)	0,0056±0,0005	0,00698±0,0004	0,0047±0,0007	0,0059±0,0006	0,0046±0,0004
PSR (g)	0,0042±0,0004	0,0022±0,0002	0,00264±0,0005	0,00254±0,0003	0,00264±0,0006

Tableau 33. Effet des combinaisons hormonales en présence de 100 mM de NaCl sur le poids sec des hypocotyles et racicules des plantules du gombo âgées de 7 jours.

NaCl	100 mM				
Hormones	T100	AG3/AS	AG3/Kn	Kn/AS	AG3/AS/Kn
PSH (g)	0,003	0,0058±0,0002	0,0042±0,0006	0,00464±0,0009	0,0046±0,0011
PSR (g)	0,00482±0,0007	0,0013±0,0005	0,00178±0,0002	0,00164±0,0005	0,0016±0,0004

ANNEXE II

• Partie plante

Tableau 34. Effet combiné de la salinité (NaCl) et des phytohormones sur la hauteur de la partie aérienne et racinaire des plantes de gombo âgées de 45 jours.

NaCl (mM)	0			50			100			200		
Hormone	T0	AG3/AS	Kn/AS	T50	AG3/AS	Kn/AS	T100	AG3/AS	Kn/AS	T200	AG3/AS	Kn/AS
HPA (cm)	42,67± 1,26	48±5	30,67± 2,52	44,87± 0,70	44,67± 1,76	28,93± 3,41	34,67± 1,61	41,33± 2,08	27± 4,36	18,67± 0,58	30±1	21,33± 3,51
HPR (cm)	12,33± 2,02	32,33± 3,21	32± 3,46	16,13± 1,21	29,83± 4,19	37,83± 1,89	14,57± 2,98	31±1	27±4	11,83± 1,26	24± 4,58	22± 2,65

Tableau 35. Effet combiné de la salinité (NaCl) et des phytohormones sur le poids frais de la partie aérienne et racinaire des plantes de gombo âgées de 45 jours.

NaCl (mM)	0			50			100			200		
Hormone	T0	AG3/AS	Kn/AS	T50	AG3/AS	Kn/AS	T100	AG3/AS	Kn/AS	T200	AG3/AS	Kn/AS
PFA (g)	11,91± 1,09	20,44± 3,41	19,27± 3,66	8,13± 0,36	20,94± 1,66	15,23± 2,88	5,03± 0,41	15,28± 3,80	13,20± 2,13	4,08± 0,70	8,85± 2,59	6,76± 1,09
PFR (g)	2,49± 0,36	4,89± 2,09	5,39± 1,06	1,43± 0,35	4,58± 0,49	4,85± 0,60	0,91± 0,24	3,42± 0,95	3,24± 0,72	0,65± 0,34	1,58± 0,38	1,41± 0,37

Tableau 36. Effet combiné de la salinité (NaCl) et des phytohormones sur le poids sec de la partie aérienne et racinaire des plantes de gombo âgées de 45 jours.

NaCl (mM)	0			50			100			200		
Hormone	T0	AG3/AS	Kn/AS	T50	AG3/AS	Kn/AS	T100	AG3/AS	Kn/AS	T200	AG3/AS	Kn/AS
PSH (g)	1,13± 0,15	2,36± 0,15	2,61± 0,58	0,97± 0,02	2,61± 0,26	1,99± 0,49	0,71± 0,08	1,99± 0,41	1,75± 0,14	0,57± 0,18	0,97±0 ,30	0,91± 0,17
PSR (g)	0,24± 0,06	0,46± 0,13	0,47± 0,16	0,10± 0,01	0,45± 0,02	0,42± 0,07	0,07± 0,02	0,32± 0,08	0,27± 0,03	0,06± 0,03	0,14± 0,02	0,10± 0,05

ANNEXE II

Tableau 37. Effet combiné de la salinité (NaCl) et des phytohormones sur la teneur relative en eau. RWC (%) des plantes de gombo âgées de 45 jours.

NaCl (mM)	0			50			100			200		
Hormone	T0	AG3/AS	Kn/AS	T50	AG3/AS	Kn/AS	T100	AG3/AS	Kn/AS	T200	AG3/AS	Kn/AS
RWC (%)	86,08±1,63	88,90±1,26	85,74±2,46	85,13±2,39	77,99±2,51	84,21±2,01	79,39±3,27	87,88±1,38	80,66±2,16	70,54±0,69	79,27±3,32	79,86±3,63

Tableau 38. Effet combiné de la salinité (NaCl) et des phytohormones sur le taux de déperdition en eau (RWL) (mg.cm⁻².mn⁻¹) des feuilles plantes de gombo âgées de 45 jours.

NaCl (mM)	0			50			100			200		
Hormone	T0	AG3/AS	Kn/AS	T50	AG3/AS	Kn/AS	T100	AG3/AS	Kn/AS	T200	AG3/AS	Kn/AS
RWL 30 (mg.cm ⁻² .mn ⁻¹)	0,13±0,008	0,10±0,008	0,13±0,008	0,14±0,017	0,13±0,015	0,13±0,025	0,11±0,008	0,14±0,008	0,12±0,008	0,11±0,008	0,12±0,022	0,13±0,017
RWL 120 (mg.cm ⁻² .mn ⁻¹)	0,07±0,015	0,06±0,011	0,07±0,006	0,08±0,006	0,08±0,011	0,07±0,006	0,06±0,006	0,08±0,006	0,08±0,004	0,10±0,006	0,06±0,006	0,08±0,002

Tableau 39. Effet combiné de la salinité (NaCl) et des phytohormones sur les teneurs en chlorophylle a et chlorophylle b (µg.g⁻¹ PF) des feuilles des plantes de gombo âgées de 45 jours.

NaCl (mM)	0			50			100			200		
Hormone	T0	AG3/AS	Kn/AS	T50	AG3/AS	Kn/AS	T100	AG3/AS	Kn/AS	T200	AG3/AS	Kn/AS
Chl a (µg.g ⁻¹ PF)	1050,5 ±151,9	1364,12 ±127,96	1309,84 ±128,19	1108,66 ±279,17	1004 ±211,05	1337,85 ±203,57	296,47 ±6,97	939,85 ±72,99	1131,76 ±216,68	182,8±9,5	612,21 ±46,91	332,37 ±34,6
Chl b (µg.g ⁻¹ PF)	238,47 ±38,6	467,39 ±21,84	455,75 ±52,04	229,33 ±88,86	331,75 ±80,70	441,35 ±75,74	18,31 ±3,15	297,55 ±39	397,05 ±87,33	12,88 ±4,65	212,79 ±35,16	120,45 ±28,9

Tableau 40. Effet combiné de la salinité (NaCl) et des phytohormones sur les teneurs en caroténoïdes (µg.g⁻¹ PF) des feuilles des plantes de gombo âgées de 45 jours.

NaCl (mM)	0			50			100			200 mM		
Hormone	T0	AG3/AS	Kn/AS	T50	AG3/AS	Kn/AS	T100	AG3/AS	Kn/AS	T200	AG3/AS	Kn/AS
carot (µg.g ⁻¹ PF)	316,09 ±40,20	310,98 ±41,32	309,17 ±31,11	352,64 ±48,03	239,56 ±52,38	317,30 ±33,69	145,67 ±11,27	253,99 ±25,82	288,57 ±65,18	103,82 ±16,30	197,33 ±12,68	142,29 ±44,96

ANNEXE II

Tableau 41. Effet combiné du NaCl et des phytohormones sur la teneur en proline (mg.g^{-1} PS) des feuilles et des racines des plantes de gombo âgées de 45 jours.

NaCl (mM)		0 mM			50 mM			100 mM			200 mM		
Hormone		0	AG3/AS	Kn/AS	0	AG3/AS	Kn/AS	0	AG3/AS	Kn/AS	0	AG3/AS	Kn/AS
proline ($\mu\text{g.g}^{-1}$ PS)	F	548,47±33,75	442,18±36,82	442,18±89,59	544,22±51,55	539,97±82,00	518,71±121,23	586,73±99,62	603,74±41,00	701,53±45,99	1449,83±169,86	748,30±125,19	977,89±92,27
	R	501,70±122,56	416,67±148,93	412,41±108,48	323,13±84,93	565,48±58,91	429,42±82,99	531,46±103,10	714,29±200,46	323,13±29,46	1088,44±82,00	1003,40±64,20	926,87±58,91

Tableau 42. Effet combiné de la salinité (NaCl) et des phytohormones sur la teneur en flavonoïdes (mg.g^{-1} PS) des feuilles et des racines des plantes de gombo âgées de 45 jours.

NaCl (mM)		0			50			100			200		
Hormone (μM)		0	AG3/AS	Kn/AS	0	AG3/AS	Kn/AS	0	AG3/AS	Kn/AS	0	AG3/AS	Kn/AS
Flavonoïdes ($\mu\text{g.g}^{-1}$ PS)	F	3380,27±162,91	44404±10,08	3292,26±105,64	3543,82±161,4	3510,1±180,96	2800,15±342,4	3958,93±373,1	3749,17±82,53	3507,88±50,95	3023±237	3255,6±193,4	4026,40±78,32
	R	1457,3±177,45	1324,53±45,47	976,16±112,56	1510,8±147,5	1233,59±102,76	1102,3±140,07	1462,4±146,5	1380,27±26,9	1931,06±122,7	1417,68±72,45	1530,6±113,82	1727,17±73,93

Tableau 43. Effet combiné de la salinité (NaCl) et des phytohormones sur la teneur en polyphénols (mg.g^{-1} PS) des feuilles et des racines des plantes de gombo âgées de 45 jours.

NaCl (mM)		0			50			100			200		
Hormone (μM)		0	AG3/AS	Kn/AS	0	AG3/AS	Kn/AS	0	AG3/AS	Kn/AS	0	AG3/AS	Kn/AS
Polyphénols ($\mu\text{g.g}^{-1}$ PS)	F	2505,3±233,4	4527,3±181	3310,6±124,55	2679,1±74,5	4481,85±279	4861±600	2824,35±228,66	4349,8±538	3938,4±226,96	3158±116,8	3663,37±263	3990,47±219,8
	R	2081,4±182	2022,7±261,5	1408,87±306,7	2616,06±428,4	1778,51±296,6	1617,2±448	2443±211	2588,2±536,2	1664,1±321,84	2492±125,3	2819,2±126,2	2180,42±113,63

ANNEXE II

Tableau 44. Effet combiné de la salinité (NaCl) et des phytohormones sur la teneur en H₂O₂ (μmol.g⁻¹ PS) des feuilles et des racines des plantes de gombo âgées de 45 jours.

NaCl (mM)		0			50			100			200		
Hormone (μM)		0	AG3/AS	Kn/AS	0	AG3/AS	Kn/AS	0	AG3/AS	Kn/AS	0	AG3/AS	Kn/AS
H ₂ O ₂ (μmol.g ⁻¹ PF)	F	38,68± 4,74	33,16± 2,85	28,68± 7,46	48,95± 4,40	35,53± 4,18	47,11± 5,93	60,79± 6,75	50,53± 5,18	52,63± 4,49	70,79± 7,67	42,37± 2,99	42,37± 1,21
	R	18,95± 5,69	27,37± 3,56	16,58± 2,09	13,95± 1,64	36,32± 3,16	39,21± 5,71	26,84± 1,58	34,74± 2,73	30,00± 2,85	23,16± 5,93	11,05± 3,62	13,16± 3,56

Tableau 45. Effet combiné de la salinité (NaCl) et des phytohormones sur la teneur en MDA (nmol.g⁻¹ PS) des feuilles et des racines des plantes de gombo âgées de 45 jours.

NaCl (mM)		0			50			100			200		
Hormone (μM)		0	AG3/AS	Kn/AS	0	AG3/AS	Kn/AS	0	AG3/AS	Kn/AS	0	AG3/AS	Kn/AS
MDA (nmol.g ⁻¹ PF)	F	7,67± 0,95	8,20± 0,26	8,82± 1,07	7,58± 0,81	5,11± 0,40	8,02± 1,25	8,73± 1,37	7,85± 1,59	7,14± 0,46	8,91± 0,40	6,97± 0,40	7,58± 1,25
	R	5,91± 0,40	6,17± 0,31	4,14± 0,55	4,76± 0,92	5,38± 0,31	4,41± 0,40	4,06± 0,15	5,38± 0,40	6,52± 0,31	4,23± 0,26	5,20± 0,31	3,53± 0,40

ANNEXE III

1. Partie germination

• Effet de l'Acide gibbérellique 3 (AG3)

Tableau 1. Analyse de variance de l'effet de l'AG3 et du NaCl sur la précocité de la germination des graines de gombo.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	91575,56	1	91575,56	2010,195	0,000000
"AG3"	45764,44	2	22882,22	502,293	0,000000
sel	8191,11	2	4095,56	89,902	0,000000
"AG3"*sel	2128,89	4	532,22	11,683	0,000003
Erreur	1640,00	36	45,56		

Tableau 2. Analyse de variance de l'effet de l'AG3 et du NaCl sur le TMG des graines de gombo.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	133,0936	1	133,0936	7910,728	0,000000
"AG3"	8,1233	2	4,0617	241,415	0,000000
sel	4,0332	2	2,0166	119,861	0,000000
"AG3"*sel	0,5403	4	0,1351	8,028	0,000098
Erreur	0,6057	36	0,0168		

Tableau 3. Analyse de variance de l'effet de l'AG3 et du NaCl sur la longueur radiculaire (LR) des plantules d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 7 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	788,7680	1	788,7680	3759,519	0,000000
"AG3"	17,8293	2	8,9147	42,490	0,000000
sel	103,5040	2	51,7520	246,666	0,000000
"AG3"*sel	10,8307	4	2,7077	12,906	0,000001
Erreur	7,5530	36	0,2098		

Tableau 4. Analyse de variance de l'effet de l'AG3 et du NaCl sur la longueur hypocotylaire (LH) des plantules d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 7 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	639,2036	1	639,2036	3319,101	0,000000
"AG3"	65,2351	2	32,6176	169,369	0,000000
sel	148,5874	2	74,2937	385,774	0,000000
"AG3"*sel	13,1759	4	3,2940	17,104	0,000000
Erreur	6,9330	36	0,1926		

Tableau 5. Analyse de variance de l'effet de l'AG3 et du NaCl sur le poids frais radiculaire (PFR) des plantules d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 7 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	0,252376	1	0,252376	2184,019	0,000000
"AG3"	0,002898	2	0,001449	12,538	0,000074
sel	0,054164	2	0,027082	234,365	0,000000
"AG3"*sel	0,002302	4	0,000576	4,981	0,002672
Erreur	0,004160	36	0,000116		



ANNEXE III

Tableau 6. Analyse de variance de l'effet de l'AG3 et du NaCl sur le poids frais hypocotylaïre (PFH) des plantules d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 7 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	0,701876	1	0,701876	2911,005	0,000000
"AG3"	0,057898	2	0,028949	120,065	0,000000
sel	0,132284	2	0,066142	274,323	0,000000
"AG3"*sel	0,005662	4	0,001416	5,871	0,000962
Erreur	0,008680	36	0,000241		

Tableau 7. Analyse de variance de l'effet de l'AG3 et du NaCl sur le poids sec radiculaire (PSR) chez *Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 7 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	0,000721	1	0,000721	1686,302	0,000000
"AG3"	0,000015	2	0,000007	17,484	0,000005
sel	0,000064	2	0,000032	74,903	0,000000
"AG3"*sel	0,000026	4	0,000007	15,371	0,000000
Erreur	0,000015	36	0,000000		

Tableau 8. Analyse de variance de l'effet de l'AG3 et du NaCl sur le poids sec hypocotylaïre (PSH) chez *Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 7 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	0,001940	1	0,001940	3642,138	0,000000
"AG3"	0,000102	2	0,000051	95,944	0,000000
sel	0,000117	2	0,000058	109,458	0,000000
"AG3"*sel	0,000002	4	0,000001	1,095	0,373847
Erreur	0,000019	36	0,000001		

- Effet de l'acide salicylique (AS)**

Tableau 9. Analyse de variance de l'effet de l'AS et du NaCl sur la précocité de la germination des graines de gombo.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	73608,89	1	73608,89	1472,178	0,000000
AS	40537,78	2	20268,89	405,378	0,000000
Sel	8351,11	2	4175,56	83,511	0,000000
AS*Scl	1902,22	4	475,56	9,511	0,000024
Erreur	1800,00	36	50,00		

Tableau 10. Analyse de variance de l'effet de l'AS et du NaCl sur le TMG des graines de gombo.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	144,5427	1	144,5427	9065,397	0,000000
AS	6,8201	2	3,4101	213,871	0,000000
Scl	5,1714	2	2,5857	162,171	0,000000
AS*Scl	0,2642	4	0,0661	4,143	0,007317
Erreur	0,5740	36	0,0159		

ANNEXE III

Tableau 11. Analyse de variance de l'effet de l'AS et du NaCl sur la longueur radiculaire (LR) des plantules d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 7 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	739,7334	1	739,7334	2769,961	0,000000
AS	8,8374	2	4,4187	16,546	0,000008
Sel	126,8481	2	63,4241	237,494	0,000000
AS*Sel	3,9496	4	0,9874	3,697	0,012730
Erreur	9,6140	36	0,2671		

Tableau 12. Analyse de variance de l'effet de l'AS et du NaCl sur la longueur hypocotylaire (LH) des plantules d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 7 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	523,2645	1	523,2645	2759,672	0,000000
AS	44,2470	2	22,1235	116,678	0,000000
Sel	125,2333	2	62,6167	330,237	0,000000
AS*Sel	6,8067	4	1,7017	8,975	0,000039
Erreur	6,8260	36	0,1896		

Tableau 13. Analyse de variance de l'effet de l'AS et du NaCl sur le poids frais radiculaire (PFR) des plantules d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 7 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	0,282190	1	0,282190	1445,109	0,000000
AS	0,003412	2	0,001706	8,736	0,000807
Sel	0,070197	2	0,035098	179,740	0,000000
AS*Sel	0,002648	4	0,000662	3,391	0,018767
Erreur	0,007030	36	0,000195		

Tableau 14. Analyse de variance de l'effet de l'AS et du NaCl sur le poids frais hypocotylaire (PFH) des plantules d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 7 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	0,585732	1	0,585732	3194,710	0,000000
AS	0,028046	2	0,014023	76,485	0,000000
Sel	0,128070	2	0,064035	349,261	0,000000
AS*Sel	0,002347	4	0,000587	3,200	0,023945
Erreur	0,006600	36	0,000183		

Tableau 15. Analyse de variance de l'effet de l'AS et du NaCl sur le poids sec radiculaire (PSR) chez *Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 7 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	0,000889	1	0,000889	2078,462	0,000000
AS	0,000011	2	0,000006	13,428	0,000044
Sel	0,000078	2	0,000039	90,621	0,000000
AS*Sel	0,000036	4	0,000009	21,207	0,000000
Erreur	0,000015	36	0,000000		

ANNEXE III

Tableau 16. Analyse de variance de l'effet de l'AS et du NaCl sur le poids sec hypocotylaïre (PSH) chez *Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 7 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	0,001602	1	0,001602	4409,312	0,000000
AS	0,000040	2	0,000020	55,459	0,000000
Sel	0,000091	2	0,000045	125,000	0,000000
AS*Sel	0,000006	4	0,000002	4,174	0,007040
Erreur	0,000013	36	0,000000		

- Effet de la Kinétine (Kn)**

Tableau 17. Analyse de variance de l'effet de la Kn et du NaCl sur la précocité de germination des graines de gombo.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	170508,9	1	170508,9	3008,980	0,000000
KN	66364,4	2	33182,2	585,569	0,000000
Sel	1897,8	2	948,9	16,745	0,000007
KN*Sel	488,9	4	122,2	2,157	0,093727
Erreur	2040,0	36	56,7		

Tableau 18. Analyse de variance de l'effet de la Kn et du NaCl sur le TMG des graines de gombo.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	101,0101	1	101,0101	6725,043	0,000000
KN	12,5116	2	6,2558	416,496	0,000000
Sel	1,0982	2	0,5491	36,556	0,000000
KN*Sel	0,7488	4	0,1872	12,464	0,000002
Erreur	0,5407	36	0,0150		

Tableau 19. Analyse de variance de l'effet de la Kn et du NaCl sur la longueur radiculaire (LR) des plantules d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 7 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	612,3556	1	612,3556	1210,787	0,000000
KN	1,2724	2	0,6362	1,258	0,296424
Sel	133,9588	2	66,9794	132,436	0,000000
KN*Sel	5,1562	4	1,2891	2,549	0,055883
Erreur	18,2070	36	0,5058		

Tableau 20. Analyse de variance de l'effet de la Kn et du NaCl sur la longueur hypocotylaïre (LH) des plantules d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 7 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	524,2880	1	524,2880	4328,983	0,000000
KN	30,1720	2	15,0860	124,563	0,000000
Sel	114,1963	2	57,0982	471,453	0,000000
KN*Sel	3,3487	4	0,8372	6,912	0,000309
Erreur	4,3600	36	0,1211		

ANNEXE III

Tableau 21. Analyse de variance de l'effet de la Kn et du NaCl sur le poids frais racinaire (PFR) des plantules d' *Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 7 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	0,193520	1	0,193520	1677,919	0,000000
KN	0,000072	2	0,000036	0,312	0,733702
Sel	0,045897	2	0,022949	198,976	0,000000
KN*Sel	0,000198	4	0,000049	0,429	0,787042
Erreur	0,004152	36	0,000115		

Tableau 22. Analyse de variance de l'effet de la Kn et du NaCl sur le poids frais hypocotylaire (PFH) des plantules d' *Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 7 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	0,706379	1	0,706379	2892,492	0,000000
KN	0,030241	2	0,015121	61,916	0,000000
Sel	0,117111	2	0,058556	239,775	0,000000
KN*Sel	0,002639	4	0,000660	2,702	0,045727
Erreur	0,008792	36	0,000244		

Tableau 23. Analyse de variance de l'effet de la Kn et du NaCl sur le poids sec racinaire (PSR) chez *Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 7 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	0,000724	1	0,000724	2027,396	0,000000
KN	0,000012	2	0,000006	17,411	0,000005
Sel	0,000077	2	0,000039	108,505	0,000000
KN*Sel	0,000027	4	0,000007	18,928	0,000000
Erreur	0,000013	36	0,000000		

Tableau 24. Analyse de variance de l'effet de la Kn et du NaCl sur le poids sec hypocotylaire (PSH) chez *Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 7 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	0,001919	1	0,001919	1248,045	0,000000
KN	0,000061	2	0,000030	19,788	0,000002
Sel	0,000133	2	0,000066	43,108	0,000000
KN*Sel	0,000005	4	0,000001	0,754	0,561760
Erreur	0,000055	36	0,000002		

• Effet de des combinaisons hormonales

Tableau 25. Analyse de variance de l'effet de l'AG3/AS et du NaCl sur la précocité de germination des graines de gombo.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	278465,3	1	278465,3	257,4582	0,000000
AG3/AS	5292,0	1	5292,0	4,8928	0,030283
NaCl	8824,7	2	4412,3	4,0795	0,021158
AG3/AS*NaCl	62,0	2	31,0	0,0287	0,971757
Erreur	74630,0	69	1081,6		

ANNEXE III

Tableau 26. Analyse de variance de l'effet de l'AG3/Kn et du NaCl sur la précocité de germination des graines de gombo.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	269400,3	1	269400,3	243,5138	0,000000
AG3/Kn	3400,3	1	3400,3	3,0736	0,084015
NaCl	9768,7	2	4884,3	4,4150	0,015694
AG3/Kn*NaCl	248,7	2	124,3	0,1124	0,893862
Erreur	76335,0	69	1106,3		

Tableau 27. Analyse de variance de l'effet de l'AS/Kn et du NaCl sur la précocité de germination des graines de gombo.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	280296,3	1	280296,3	260,7408	0,000000
AS/Kn	5720,3	1	5720,3	5,3212	0,024075
NaCl	9048,7	2	4524,3	4,2087	0,018853
AS/Kn*NaCl	88,7	2	44,3	0,0412	0,959622
Erreur	74175,0	69	1075,0		

Tableau 28. Analyse de variance de l'effet de l'AG3/AS/Kn et du NaCl sur la précocité de germination des graines de gombo.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	274821,3	1	274821,3	251,5277	0,000000
AG3/AS/Kn	4485,3	1	4485,3	4,1052	0,046621
NaCl	8412,7	2	4206,3	3,8498	0,025997
AG3/AS/Kn*NaCl	108,7	2	54,3	0,0497	0,951522
Erreur	75390,0	69	1092,6		

Tableau 29. Analyse de variance de l'effet de l'AG3/AS et du NaCl sur le TMG des graines de gombo.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	75,97817	1	75,97817	341,4723	0,000000
AG3/AS	1,02492	1	1,02492	4,6063	0,035373
NaCl	1,20156	2	0,60078	2,7001	0,074299
AG3/AS*NaCl	0,04457	2	0,02228	0,1002	0,904830
Erreur	15,35262	69	0,22250		

Tableau 30. Analyse de variance de l'effet de l'AG3/Kn et du NaCl sur le TMG des graines de gombo.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	77,34302	1	77,34302	341,6710	0,000000
AG3/Kn	0,77877	1	0,77877	3,4403	0,067897
NaCl	1,34651	2	0,67326	2,9742	0,057676
AG3/Kn*NaCl	0,02402	2	0,01201	0,0531	0,948369
Erreur	15,61932	69	0,22637		

ANNEXE III

Tableau 31. Analyse de variance de l'effet de l'AS/Kn et du NaCl sur le TMG des graines de gombo.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	75,78203	1	75,78203	342,0811	0,000000
AS/Kn	1,06327	1	1,06327	4,7996	0,031847
NaCl	1,16121	2	0,58060	2,6209	0,079973
AS/Kn*NaCl	0,07311	2	0,03656	0,1650	0,848214
Erreur	15,28573	69	0,22153		

Tableau 32. Analyse de variance de l'effet de l'AG3/AS/Kn et du NaCl sur le TMG des graines de gombo.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	76,52265	1	76,52265	341,1062	0,000000
AG3/AS/Kn	0,92241	1	0,92241	4,1117	0,046451
NaCl	1,37246	2	0,68623	3,0589	0,053353
AG3/AS/Kn*NaCl	0,02046	2	0,01023	0,0456	0,955444
Erreur	15,47923	69	0,22434		

Tableau 33. Analyse de variance de l'effet de l'AG3/AS et du NaCl sur la longueur hypocotylaire (LH) des plantules d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 7 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	705,3333	1	705,3333	1525,463	0,000000
AG3/AS	16,1472	1	16,1472	34,922	0,000000
NaCl	147,7383	2	73,8692	159,761	0,000000
AG3/AS*NaCl	10,6261	2	5,3130	11,491	0,000049
Erreur	31,9038	69	0,4624		

Tableau 34. Analyse de variance de l'effet de l'AG3/Kn et du NaCl sur la longueur hypocotylaire (LH) des plantules d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 7 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	609,9002	1	609,9002	732,6655	0,000000
AG3/Kn	0,8374	1	0,8374	1,0060	0,319375
NaCl	106,5056	2	53,2528	63,9719	0,000000
AG3/Kn*NaCl	0,4012	2	0,2006	0,2410	0,786509
Erreur	57,4384	69	0,8324		

Tableau 35. Analyse de variance de l'effet de l'AS/Kn et du NaCl sur la longueur hypocotylaire (LH) des plantules d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 7 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	583,6680	1	583,6680	687,2087	0,000000
AS/Kn	0,0004	1	0,0004	0,0005	0,982570
NaCl	114,1363	2	57,0682	67,1919	0,000000
AS/Kn*NaCl	0,0727	2	0,0364	0,0428	0,958121
Erreur	58,6039	69	0,8493		

ANNEXE III

Tableau 36. Analyse de variance de l'effet de l'AG3/AS/Kn et du NaCl sur la longueur hypocotylaïre (LH) des plantules d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 7 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	593,3320	1	593,3320	715,0483	0,000000
AG3/AS/Kn	0,1240	1	0,1240	0,1495	0,700225
NaCl	111,5606	2	55,7803	67,2231	0,000000
AG3/AS/Kn*NaCl	1,2982	2	0,6491	0,7823	0,461382
Erreur	57,2548	69	0,8298		

Tableau 37. Analyse de variance de l'effet de l'AG3/AS et du NaCl sur la longueur radiculaire (LR) des plantules d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 7 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	810,8208	1	810,8208	2992,239	0,000000
AG3/AS	7,3008	1	7,3008	26,943	0,000002
NaCl	111,1738	2	55,5869	205,137	0,000000
AG3/AS*NaCl	0,9838	2	0,4919	1,815	0,170492
Erreur	18,6972	69	0,2710		

Tableau 38. Analyse de variance de l'effet de l'AG3/Kn et du NaCl sur la longueur radiculaire (LR) des plantules d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 7 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	677,2519	1	677,2519	1866,369	0,000000
AG3/Kn	1,9120	1	1,9120	5,269	0,024752
NaCl	125,7002	2	62,8501	173,202	0,000000
AG3/Kn*NaCl	0,0317	2	0,0158	0,044	0,957331
Erreur	25,0381	69	0,3629		

Tableau 39. Analyse de variance de l'effet de l'AS/Kn et du NaCl sur la longueur radiculaire (LR) des plantules d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 7 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	763,2075	1	763,2075	2161,018	0,000000
AS/Kn	1,6576	1	1,6576	4,694	0,033732
NaCl	124,5016	2	62,2508	176,263	0,000000
AS/Kn*NaCl	0,9554	2	0,4777	1,353	0,265329
Erreur	24,3687	69	0,3532		

Tableau 40. Analyse de variance de l'effet de l'AG3/AS/Kn et du NaCl sur la longueur radiculaire (LR) des plantules d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 7 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	694,4887	1	694,4887	1911,599	0,000000
AG3/AS/Kn	0,6960	1	0,6960	1,916	0,170783
NaCl	130,6189	2	65,3094	179,766	0,000000
AG3/AS/Kn*NaCl	1,2179	2	0,6090	1,676	0,194616
Erreur	25,0679	69	0,3633		

ANNEXE III

Tableau 41. Analyse de variance de l'effet de l'AG3/AS et du NaCl sur le poids frais hypocotylaïre (PFH) des plantules d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 7 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	1,202067	1	1,202067	1323,210	0,000000
AG3/AS	0,027380	1	0,027380	30,139	0,000001
NaCl	0,158226	2	0,079113	87,086	0,000000
AG3/AS*NaCl	0,008474	2	0,004237	4,664	0,012596
Erreur	0,062683	69	0,000908		

Tableau 42. Analyse de variance de l'effet de l'AG3/Kn et du NaCl sur le poids frais hypocotylaïre (PFH) des plantules d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 7 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	1,005376	1	1,005376	717,4240	0,000000
AG3/Kn	0,000086	1	0,000086	0,0617	0,804634
NaCl	0,131484	2	0,065742	46,9126	0,000000
AG3/Kn*NaCl	0,001756	2	0,000878	0,6264	0,537541
Erreur	0,096694	69	0,001401		

Tableau 43. Analyse de variance de l'effet de l'AS/Kn et du NaCl sur le poids frais hypocotylaïre (PFH) des plantules d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 7 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	1,039350	1	1,039350	742,0770	0,000000
AS/Kn	0,001391	1	0,001391	0,9932	0,322447
NaCl	0,139813	2	0,069907	49,9121	0,000000
AS/Kn*NaCl	0,000504	2	0,000252	0,1800	0,835652
Erreur	0,096641	69	0,001401		

Tableau 44. Analyse de variance de l'effet de l'AG3/AS/Kn et du NaCl sur le poids frais hypocotylaïre (PFH) des plantules d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 7 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	1,023518	1	1,023518	745,5475	0,000000
AG3/AS/Kn	0,000591	1	0,000591	0,4304	0,513999
NaCl	0,109944	2	0,054972	40,0426	0,000000
AG3/AS/Kn*NaCl	0,003220	2	0,001610	1,1726	0,315657
Erreur	0,094726	69	0,001373		

Tableau 45. Analyse de variance de l'effet de l'AG3/AS et du NaCl sur le poids frais radiculaire (PFR) des plantules d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 7 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	0,184859	1	0,184859	1641,091	0,000000
AG3/AS	0,000217	1	0,000217	1,924	0,169859
NaCl	0,032161	2	0,016081	142,757	0,000000
AG3/AS*NaCl	0,000157	2	0,000079	0,699	0,500778
Erreur	0,007772	69	0,000113		

ANNEXE III

Tableau 46. Analyse de variance de l'effet de l'AG3/Kn et du NaCl sur le poids frais radiculaire (PFR) des plantules d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 7 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	0,189204	1	0,189204	1637,451	0,000000
AG3/Kn	0,000040	1	0,000040	0,349	0,556575
NaCl	0,031636	2	0,015818	136,895	0,000000
AG3/Kn*NaCl	0,000133	2	0,000067	0,577	0,564016
Erreur	0,007973	69	0,000116		

Tableau 47. Analyse de variance de l'effet de l'AS/Kn et du NaCl sur le poids frais radiculaire (PFR) des plantules d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 7 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	0,190411	1	0,190411	1708,368	0,000000
AS/Kn	0,000016	1	0,000016	0,147	0,703038
NaCl	0,029658	2	0,014829	133,047	0,000000
AS/Kn*NaCl	0,000440	2	0,000220	1,972	0,146909
Erreur	0,007691	69	0,000111		

Tableau 48. Analyse de variance de l'effet de l'AG3/AS/Kn et du NaCl sur le poids frais radiculaire (PFR) des plantules d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 7 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	0,196659	1	0,196659	1753,197	0,000000
AG3/AS/Kn	0,000061	1	0,000061	0,542	0,464273
NaCl	0,037166	2	0,018583	165,666	0,000000
AG3/AS/Kn*NaCl	0,000346	2	0,000173	1,542	0,221194
Erreur	0,007740	69	0,000112		

Tableau 49. Analyse de variance de l'effet de l'AG3/AS et du NaCl sur le poids sec hypocotylaire (PSH) des plantules d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 7 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	0,002106	1	0,002106	1937,338	0,000000
AG3/AS	0,000036	1	0,000036	33,426	0,000000
NaCl	0,000127	2	0,000063	58,258	0,000000
AG3/AS*NaCl	0,000000	2	0,000000	0,008	0,992302
Erreur	0,000075	69	0,000001		

Tableau 50. Analyse de variance de l'effet de l'AG3/Kn et du NaCl sur le poids sec hypocotylaire (PSH) des plantules d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 7 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	0,001629	1	0,001629	1137,555	0,000000
AG3/Kn	0,000010	1	0,000010	7,066	0,009754
NaCl	0,000108	2	0,000054	37,778	0,000000
AG3/Kn*NaCl	0,000002	2	0,000001	0,840	0,436006
Erreur	0,000099	69	0,000001		

ANNEXE III

Tableau 51. Analyse de variance de l'effet de l'AS/Kn et du NaCl sur le poids sec hypocotylaire (PSH) des plantules d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 7 jours

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	0,001871	1	0,001871	1193,992	0,000000
AS/Kn	0,000003	1	0,000003	1,716	0,194591
NaCl	0,000136	2	0,000068	43,331	0,000000
AS/Kn*NaCl	0,000001	2	0,000000	0,170	0,844370
Erreur	0,000108	69	0,000002		

Tableau 52. Analyse de variance de l'effet de l'AG3/AS/Kn et du NaCl sur le poids sec hypocotylaire (PSH) des plantules d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 7 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	0,001757	1	0,001757	1160,530	0,000000
AG3/AS/Kn	0,000000	1	0,000000	0,225	0,637093
NaCl	0,000142	2	0,000071	46,880	0,000000
AG3/AS/Kn*NaCl	0,000007	2	0,000003	2,152	0,124034
Erreur	0,000104	69	0,000002		

Tableau 53. Analyse de variance de l'effet de l'AG3/AS et du NaCl sur le poids sec radiculaire (PSR) des plantules d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 7 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	0,000500	1	0,000500	485,2533	0,000000
AG3/AS	0,000002	1	0,000002	2,4110	0,125060
NaCl	0,000098	2	0,000049	47,3381	0,000000
AG3/AS*NaCl	0,000007	2	0,000003	3,3629	0,040401
Erreur	0,000071	69	0,000001		

Tableau 54. Analyse de variance de l'effet de l'AG3/Kn et du NaCl sur le poids sec radiculaire (PSR) des plantules d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 7 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	0,000501	1	0,000501	443,5941	0,000000
AG3/Kn	0,000002	1	0,000002	2,1207	0,149852
NaCl	0,000068	2	0,000034	30,1023	0,000000
AG3/Kn*NaCl	0,000000	2	0,000000	0,0987	0,906134
Erreur	0,000078	69	0,000001		

Tableau 55. Analyse de variance de l'effet de l'AS/Kn et du NaCl sur le poids sec radiculaire (PSR) des plantules d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 7 jours

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	0,000499	1	0,000499	444,6421	0,000000
AS/Kn	0,000003	1	0,000003	2,2944	0,134405
NaCl	0,000075	2	0,000037	33,2036	0,000000
AS/Kn*NaCl	0,000000	2	0,000000	0,2070	0,813508
Erreur	0,000077	69	0,000001		



ANNEXE III

Tableau 56. Analyse de variance de l'effet de l'AG3/AS/Kn et du NaCl sur le poids sec radiculaire (PSR) des plantules d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 7 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	0,000509	1	0,000509	451,8207	0,000000
AG3/AS/Kn	0,000002	1	0,000002	1,3415	0,250761
NaCl	0,000079	2	0,000039	34,9174	0,000000
AG3/AS/Kn*NaCl	0,000001	2	0,000001	0,5390	0,585778
Erreur	0,000078	69	0,000001		

2. Partie plante

Tableau 57. Analyse de variance de l'effet de l'AG3/AS et du NaCl sur la hauteur de la partie aérienne (HPA) des plantes d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 45 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	41588,24	1	41588,24	1336,432	0,000000
NaCl	1472,03	3	490,68	15,768	0,000003
AG3/AS	783,95	1	783,95	25,192	0,000026
NaCl*AG3/AS	13,98	3	4,66	0,150	0,928982
Erreur	871,33	28	31,12		

Tableau 58. Analyse de variance de l'effet de l'AS/Kn et du NaCl sur la hauteur de la partie aérienne (HPA) des plantes d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 45 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	33896,27	1	33896,27	1987,911	0,000000
NaCl	1140,98	3	380,33	22,305	0,000000
AS/Kn	990,27	1	990,27	58,076	0,000000
NaCl*AS/Kn	201,55	3	67,18	3,940	0,018320
Erreur	477,43	28	17,05		

Tableau 59. Analyse de variance de l'effet de l'AG3/AS et du NaCl sur la hauteur de la partie racinaire (HPR) des plantes d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 45 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	20811,40	1	20811,40	309,5632	0,000000
NaCl	296,74	3	98,91	1,4713	0,243684
AG3/AS	459,55	1	459,55	6,8357	0,014225
NaCl*AG3/AS	72,52	3	24,17	0,3596	0,782608
Erreur	1882,39	28	67,23		

Tableau 60. Analyse de variance de l'effet de l'AS/Kn et du NaCl sur la hauteur de la partie racinaire (HPR) des plantes d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 45 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	20981,76	1	20981,76	342,0358	0,000000
NaCl	463,24	3	154,41	2,5172	0,078517
AS/Kn	538,47	1	538,47	8,7779	0,006158
NaCl*AS/Kn	158,37	3	52,79	0,8606	0,472998
Erreur	1717,62	28	61,34		

ANNEXE III

Tableau 61. Analyse de variance de l'effet de l'AG3/AS et du NaCl sur le poids frais de la partie aérienne (PFA) des plantes d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 45 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	5759,328	1	5759,328	405,4921	0,000000
NaCl	563,691	3	187,897	13,2291	0,000015
AG3/AS	281,043	1	281,043	19,7871	0,000125
NaCl*AG3/AS	37,080	3	12,360	0,8702	0,468178
Erreur	397,693	28	14,203		

Tableau 62. Analyse de variance de l'effet de l'AS/Kn et du NaCl sur le poids frais de la partie aérienne (PFA) des plantes d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 45 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	5181,620	1	5181,620	214,3220	0,000000
NaCl	544,602	3	181,534	7,5086	0,000775
AS/Kn	25,442	1	25,442	1,0523	0,313750
NaCl*AS/Kn	13,422	3	4,474	0,1851	0,905661
Erreur	676,950	28	24,177		

Tableau 63. Analyse de variance de l'effet de l'AG3/AS et du NaCl sur le poids frais de la partie racinaire (PFR) des plantes d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 45 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	303,8523	1	303,8523	153,1186	0,000000
NaCl	45,2425	3	15,0808	7,5996	0,000721
AG3/AS	9,1378	1	9,1378	4,6048	0,040696
NaCl*AG3/AS	0,9759	3	0,3253	0,1639	0,919747
Erreur	55,5639	28	1,9844		

Tableau 64. Analyse de variance de l'effet de l'AS/Kn et du NaCl sur le poids frais de la partie racinaire (PFR) des plantes d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 45 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	309,1341	1	309,1341	171,1179	0,000000
NaCl	50,4111	3	16,8037	9,3015	0,000198
AS/Kn	12,0786	1	12,0786	6,6860	0,015214
NaCl*AS/Kn	3,0154	3	1,0051	0,5564	0,648174
Erreur	50,5836	28	1,8066		

Tableau 65. Analyse de variance de l'effet de l'AS/Kn et du NaCl sur le poids sec de la partie aérienne (PSA) des plantes d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 45 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	87,76358	1	87,76358	282,6811	0,000000
NaCl	8,03135	3	2,67712	8,6228	0,000327
AG3/AS	3,40083	1	3,40083	10,9539	0,002576
NaCl*AG3/AS	0,88787	3	0,29596	0,9533	0,428383
Erreur	8,69312	28	0,31047		

ANNEXE III

Tableau 66. Analyse de variance de l'effet de l'AG3/AS et du NaCl sur le poids sec de la partie aérienne (PSA) des plantes d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 45 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	83,39216	1	83,39216	211,4064	0,000000
NaCl	7,96771	3	2,65590	6,7329	0,001461
AS/Kn	1,28882	1	1,28882	3,2673	0,081431
NaCl*AS/Kn	0,64801	3	0,21600	0,5476	0,653883
Erreur	11,04499	28	0,39446		

Tableau 67. Analyse de variance de l'effet de l'AG3/AS et du NaCl sur le poids sec de la partie racinaire (PSR) des plantes d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 45 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	2,490912	1	2,490912	166,5439	0,000000
NaCl	0,417495	3	0,139165	9,3047	0,000197
AG3/AS	0,128356	1	0,128356	8,5819	0,006683
NaCl*AG3/AS	0,017288	3	0,005763	0,3853	0,764417
Erreur	0,418782	28	0,014956		

Tableau 68. Analyse de variance de l'effet de l'AS/Kn et du NaCl sur le poids sec de la partie racinaire (PSR) des plantes d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 45 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	2,367851	1	2,367851	137,2739	0,000000
NaCl	0,444460	3	0,148153	8,5891	0,000335
AS/Kn	0,057517	1	0,057517	3,3345	0,078523
NaCl*AS/Kn	0,023933	3	0,007978	0,4625	0,710713
Erreur	0,482975	28	0,017249		

Tableau 69. Analyse de variance de l'effet de l'AG3/AS et du NaCl sur La RWC foliaire des plantes d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 45 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	217697,6	1	217697,6	22518,70	0,000000
NaCl	442,1	3	147,4	15,24	0,000005
AG3/AS	34,0	1	34,0	3,51	0,071368
NaCl*AG3/AS	229,9	3	76,6	7,93	0,000558
Erreur	270,7	28	9,7		

Tableau 70. Analyse de variance de l'effet de l'AS/Kn et du NaCl sur La RWC foliaire des plantes d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 45 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	216520,3	1	216520,3	13544,49	0,000000
NaCl	345,4	3	115,1	7,20	0,000992
AS/Kn	4,2	1	4,2	0,26	0,614318
NaCl*AS/Kn	82,8	3	27,6	1,73	0,184503
Erreur	447,6	28	16,0		

ANNEXE III

Tableau 71. Analyse de variance de l'effet de l'AG3/AS et du NaCl sur La RWL30 foliaire des plantes d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 45 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	0,492964	1	0,492964	2469,194	0,000000
NaCl	0,001981	3	0,000660	3,307	0,034518
AG3/AS	0,000003	1	0,000003	0,015	0,903226
NaCl*AG3/AS	0,003207	3	0,001069	5,354	0,004835
Erreur	0,005590	28	0,000200		

Tableau 72. Analyse de variance de l'effet de l'AS/Kn et du NaCl sur La RWL30 foliaire des plantes d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 45 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	0,500294	1	0,500294	1718,655	0,000000
NaCl	0,000842	3	0,000281	0,964	0,423637
AS/Kn	0,000192	1	0,000192	0,661	0,423148
NaCl*AS/Kn	0,000457	3	0,000152	0,523	0,669941
Erreur	0,008151	28	0,000291		

Tableau 73. Analyse de variance de l'effet de l'AG3/AS et du NaCl sur La RWL120 foliaire des plantes d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 45 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	0,177832	1	0,177832	1537,254	0,000000
NaCl	0,000886	3	0,000295	2,552	0,075668
AG3/AS	0,000257	1	0,000257	2,223	0,147157
NaCl*AG3/AS	0,001177	3	0,000392	3,392	0,031655
Erreur	0,003239	28	0,000116		

Tableau 74. Analyse de variance de l'effet de l'AS/Kn et du NaCl sur La RWL120 foliaire des plantes d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 45 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	0,182246	1	0,182246	1213,865	0,000000
NaCl	0,000701	3	0,000234	1,556	0,222103
AS/Kn	0,000000	1	0,000000	0,001	0,972035
NaCl*AS/Kn	0,000469	3	0,000156	1,042	0,389216
Erreur	0,004204	28	0,000150		

Tableau 75. Analyse de variance de l'effet de l'AG3/AS et du NaCl sur les teneurs en Chlorophylle a des feuilles de plantes d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 45 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	26611524	1	26611524	411,4378	0,000000
NaCl	3241738	3	1080579	16,7067	0,000002
AG3/AS	148563	1	148563	2,2969	0,140840
NaCl*AG3/AS	368575	3	122858	1,8995	0,152614
Erreur	1811021	28	64679		

ANNEXE III

Tableau 76. Analyse de variance de l'effet de l'AS/Kn et du NaCl sur les teneurs en Chlorophylle a des feuilles de plantes d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 45 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	27314903	1	27314903	474,2744	0,000000
NaCl	4011770	3	1337257	23,2191	0,000000
AS/Kn	346485	1	346485	6,0161	0,020666
NaCl*AS/Kn	369070	3	123023	2,1361	0,118092
Erreur	1612605	28	57593		

Tableau 77. Analyse de variance de l'effet de l'AG3/AS et du NaCl sur les teneurs en Chlorophylle b des feuilles de plantes d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 45 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	2568024	1	2568024	162,3446	0,000000
NaCl	315536	3	105179	6,6492	0,001567
AG3/AS	62193	1	62193	3,9317	0,057271
NaCl*AG3/AS	25622	3	8541	0,5399	0,658888
Erreur	442914	28	15818		

Tableau 78. Analyse de variance de l'effet de l'AS/Kn et du NaCl sur les teneurs en Chlorophylle b des feuilles de plantes d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 45 jours

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	2688522	1	2688522	219,2212	0,000000
NaCl	386520	3	128840	10,5056	0,000084
AS/Kn	130237	1	130237	10,6195	0,002933
NaCl*AS/Kn	57101	3	19034	1,5520	0,223072
Erreur	343391	28	12264		

Tableau 79. Analyse de variance de l'effet de l'AG3/AS et du NaCl sur les teneurs en caroténoïdes des feuilles de plantes d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 45 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	1979338	1	1979338	783,5970	0,000000
NaCl	107808	3	35936	14,2267	0,000008
AG3/AS	99	1	99	0,0393	0,844267
NaCl*AG3/AS	31863	3	10621	4,2047	0,014156
Erreur	70727	28	2526		

Tableau 80. Analyse de variance de l'effet de l'AS/Kn et du NaCl sur les teneurs en caroténoïdes des feuilles de plantes d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 45 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	2034896	1	2034896	663,5486	0,000000
NaCl	141760	3	47253	15,4085	0,000004
AS/Kn	4732	1	4732	1,5431	0,224466
NaCl*AS/Kn	12090	3	4030	1,3141	0,289448
Erreur	85867	28	3067		

ANNEXE III

Tableau 81. Analyse de variance de l'effet de l'AG3/AS et du NaCl sur les teneurs en MDA foliaire des plantes d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 45 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	1821,288	1	1821,288	1659,599	0,000000
NaCl	14,098	3	4,699	4,282	0,013138
AG3/AS	8,405	1	8,405	7,659	0,009900
NaCl*AG3/AS	9,348	3	3,116	2,839	0,055922
Erreur	30,728	28	1,097		

Tableau 82. Analyse de variance de l'effet de l'AS/Kn et du NaCl sur les teneurs en MDA foliaire des plantes d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 45 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	1926,536	1	1926,536	1403,443	0,000000
NaCl	5,691	3	1,897	1,382	0,268763
AS/Kn	0,560	1	0,560	0,408	0,528294
NaCl*AS/Kn	9,485	3	3,162	2,303	0,098665
Erreur	38,436	28	1,373		

Tableau 83. Analyse de variance de l'effet de l'AG3/AS et du NaCl sur les teneurs en MDA racinaire des plantes d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 45 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	836,8888	1	836,8888	1216,362	0,000000
NaCl	5,0378	3	1,6793	2,441	0,085173
AG3/AS	5,6131	1	5,6131	8,158	0,007990
NaCl*AG3/AS	1,7881	3	0,5960	0,866	0,470137
Erreur	19,2647	28	0,6880		

Tableau 84. Analyse de variance de l'effet de l'AS/Kn et du NaCl sur les teneurs en MDA racinaire des plantes d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 45 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	766,2981	1	766,2981	2323,152	0,000000
NaCl	9,5002	3	3,1667	9,600	0,000159
AS/Kn	1,8814	1	1,8814	5,704	0,023914
NaCl*AS/Kn	15,5486	3	5,1829	15,713	0,000003
Erreur	9,2359	28	0,3299		

Tableau 85. Analyse de variance de l'effet de l'AG3/AS et du NaCl sur les teneurs en H₂O₂ foliaire des plantes d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 45 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	63574,27	1	63574,27	845,2320	0,000000
NaCl	1904,19	3	634,73	8,4389	0,000375
AG3/AS	558,48	1	558,48	7,4251	0,010960
NaCl*AG3/AS	234,94	3	78,31	1,0412	0,389637
Erreur	2106,02	28	75,22		

ANNEXE III

Tableau 86. Analyse de variance de l'effet de l'AS/Kn et du NaCl sur les teneurs en H₂O₂ foliaire des plantes d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 45 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	65227,02	1	65227,02	785,4946	0,000000
NaCl	2119,07	3	706,36	8,5063	0,000357
AS/Kn	192,18	1	192,18	2,3144	0,139398
NaCl*AS/Kn	382,16	3	127,39	1,5340	0,227501
Erreur	2325,10	28	83,04		

Tableau 87. Analyse de variance de l'effet de l'AG3/AS et du NaCl sur les teneurs en H₂O₂ racinaire des plantes d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 45 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	20079,03	1	20079,03	380,3665	0,000000
NaCl	1590,54	3	530,18	10,0434	0,000116
AG3/AS	172,10	1	172,10	3,2602	0,081745
NaCl*AG3/AS	382,78	3	127,59	2,4171	0,087344
Erreur	1478,08	28	52,79		

Tableau 88. Analyse de variance de l'effet de l'AS/Kn et du NaCl sur les teneurs en H₂O₂ racinaire des plantes d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 45 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	19038,17	1	19038,17	351,2680	0,000000
NaCl	1622,12	3	540,71	9,9764	0,000122
AS/Kn	3,82	1	3,82	0,0704	0,792647
NaCl*AS/Kn	511,59	3	170,53	3,1464	0,040675
Erreur	1517,56	28	54,20		

Tableau 89. Analyse de variance de l'effet de l'AG3/AS et du NaCl sur les teneurs en flavonoides foliaires des plantes d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 45 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	412,4567	1	412,4567	3225,328	0,000000
NaCl	1,7096	3	0,5699	4,456	0,011120
AG3/AS	0,7062	1	0,7062	5,523	0,026050
NaCl*AG3/AS	2,1044	3	0,7015	5,485	0,004297
Erreur	3,5807	28	0,1279		

Tableau 90. Analyse de variance de l'effet de l'AS/Kn et du NaCl sur les teneurs en flavonoides foliaires des plantes d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 45 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	393,6034	1	393,6034	3996,210	0,000000
NaCl	1,3028	3	0,4343	4,409	0,011630
AS/Kn	0,3231	1	0,3231	3,280	0,080872
NaCl*AS/Kn	3,3104	3	1,1035	11,203	0,000053
Erreur	2,7578	28	0,0985		

ANNEXE III

Tableau 91. Analyse de variance de l'effet de l'AG3/AS et du NaCl sur les teneurs en flavonoides racinaires des plantes d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 45 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	63,41023	1	63,41023	1278,440	0,000000
NaCl	0,60419	3	0,20140	4,060	0,016285
AG3/AS	0,05230	1	0,05230	1,055	0,313257
NaCl*AG3/AS	0,18539	3	0,06180	1,246	0,311861
Erreur	1,38879	28	0,04960		

Tableau 92. Analyse de variance de l'effet de l'AS/Kn et du NaCl sur les teneurs en flavonoides racinaires des plantes d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 45 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	64,92650	1	64,92650	3716,840	0,000000
NaCl	1,50008	3	0,50003	28,625	0,000000
AS/Kn	0,00305	1	0,00305	0,175	0,679220
NaCl*AS/Kn	1,13432	3	0,37811	21,645	0,000000
Erreur	0,48911	28	0,01747		

Tableau 93. Analyse de variance de l'effet de l'AG3/AS et du NaCl sur les teneurs en polyphénols foliaires des plantes d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 45 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	469,8962	1	469,8962	1000,308	0,000000
NaCl	1,1686	3	0,3895	0,829	0,489017
AG3/AS	5,7417	1	5,7417	12,223	0,001593
NaCl*AG3/AS	2,4080	3	0,8027	1,709	0,187926
Erreur	13,1530	28	0,4698		

Tableau 94. Analyse de variance de l'effet de l'AS/Kn et du NaCl sur les teneurs en polyphénols foliaires des plantes d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 45 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	455,8716	1	455,8716	749,9892	0,000000
NaCl	2,6808	3	0,8936	1,4701	0,244005
AS/Kn	2,0118	1	2,0118	3,3097	0,079582
NaCl*AS/Kn	2,2715	3	0,7572	1,2457	0,311944
Erreur	17,0195	28	0,6078		

Tableau 95. Analyse de variance de l'effet de l'AG3/AS et du NaCl sur les teneurs en polyphénols racinaires des plantes d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 45 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	152,4295	1	152,4295	772,3073	0,000000
NaCl	2,5576	3	0,8525	4,3194	0,012675
AG3/AS	0,4580	1	0,4580	2,3206	0,138886
NaCl*AG3/AS	0,9629	3	0,3210	1,6262	0,205656
Erreur	5,5263	28	0,1974		

ANNEXE III

Tableau 96. Analyse de variance de l'effet de l'AS/Kn et du NaCl sur les teneurs en polyphénols racinaires des plantes d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 45 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	132,7010	1	132,7010	1048,135	0,000000
NaCl	2,0703	3	0,6901	5,451	0,004432
AS/Kn	3,2514	1	3,2514	25,681	0,000023
NaCl*AS/Kn	0,1509	3	0,0503	0,397	0,755999
Erreur	3,5450	28	0,1266		

Tableau 97. Analyse de variance de l'effet de l'AG3/AS et du NaCl sur les teneurs en proline foliaire des plantes d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 45 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	13,61879	1	13,61879	663,7588	0,000000
NaCl	1,24947	3	0,41649	20,2991	0,000000
AG3/AS	0,15158	1	0,15158	7,3877	0,011141
NaCl*AG3/AS	0,29097	3	0,09699	4,7272	0,008608
Erreur	0,57449	28	0,02052		

Tableau 98. Analyse de variance de l'effet de l'AS/Kn et du NaCl sur les teneurs en proline foliaire des plantes d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 45 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	14,42932	1	14,42932	421,5837	0,000000
NaCl	1,56979	3	0,52326	15,2883	0,000004
AS/Kn	0,00418	1	0,00418	0,1221	0,729414
NaCl*AS/Kn	0,05453	3	0,01818	0,5310	0,664711
Erreur	0,95834	28	0,03423		

Tableau 99. Analyse de variance de l'effet de l'AG3/AS et du NaCl sur les teneurs en proline racinaire des plantes d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 45 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	12,34107	1	12,34107	867,6831	0,000000
NaCl	1,65461	3	0,55154	38,7777	0,000000
AG3/AS	0,09312	1	0,09312	6,5469	0,016201
NaCl*AG3/AS	0,14650	3	0,04883	3,4335	0,030354
Erreur	0,39824	28	0,01422		

Tableau 100. Analyse de variance de l'effet de l'AS/Kn et du NaCl sur les teneurs en proline racinaire des plantes d'*Abelmoschus esculentus* (L.) âgées de 45 jours.

Effet	SC	Degr. de Liberté	MC	F	p
ord. origine	10,87699	1	10,87699	716,5891	0,000000
NaCl	1,74281	3	0,58094	38,2728	0,000000
AS/Kn	0,11541	1	0,11541	7,6035	0,010140
NaCl*AS/Kn	0,09744	3	0,03248	2,1399	0,117605
Erreur	0,42501	28	0,01518		

ANNEXE IV

Tableau 1. Matrice de corrélation de Pearson entre : Sel, AG3, précocité de germination, TMG, LR, LH, PFR, PFH, PSR, PSH. Corrélations significatives marquées à $p < 0.05$.

Variable	Précocité	TMG	LR	LH	PFR	PFH	PSR	PSH	AG3	Sel
Précocité	1									
TMG	-0,941	1								
LR	0,458	-0,642	1							
LH	0,786	-0,825	0,740	1						
PFR	0,386	-0,547	0,898	0,728	1					
PFH	0,760	-0,833	0,723	0,919	0,695	1				
PSR	0,013	-0,068	0,523	0,460	0,690	0,363	1			
PSH	0,804	-0,847	0,604	0,872	0,561	0,952	0,227	1		
AG3	0,889	-0,781	0,145	0,528	0,043	0,513	-0,351	0,612	1	
Sel	-0,372	0,535	-0,853	-0,784	-0,920	-0,775	-0,721	-0,659	0,000	1

Tableau 2. Matrice de corrélation de Pearson entre : Sel, AS, précocité de germination, TMG, LR, LH, PFR, PFH, PSR, PSH. Corrélations significatives marquées à $p < 0.05$.

Variable	Précocité	TMG	LR	LH	PFR	PFH	PSR	PSH	AS	Sel
Précocité	1									
TMG	-0,919	1								
LR	0,485	-0,700	1							
LH	0,780	-0,885	0,827	1						
PFR	0,463	-0,636	0,867	0,769	1					
PFH	0,717	-0,873	0,851	0,955	0,808	1				
PSR	0,421	-0,479	0,602	0,700	0,689	0,689	1			
PSH	0,724	-0,864	0,755	0,863	0,612	0,914	0,504	1		
AS	0,868	-0,726	0,155	0,490	0,141	0,397	0,028	0,469	1	
Sel	-0,398	0,619	-0,920	-0,803	-0,902	-0,853	-0,739	-0,707	0,000	1

Tableau 3. Matrice de corrélation de Pearson entre : Sel, Kn, précocité de germination, TMG, LR, LH, PFR, PFH, PSR, PSH. Corrélations significatives marquées à $p < 0.05$.

Variable	Précocité	TMG	LR	LH	PFR	PFH	PSR	PSH	KN	Sel
Précocité	1									
TMG	-0,958	1								
LR	0,235	-0,325	1							
LH	0,575	-0,617	0,801	1						
PFR	0,093	-0,204	0,875	0,744	1					
PFH	0,543	-0,619	0,729	0,945	0,699	1				
PSR	-0,199	0,193	0,672	0,462	0,751	0,353	1			
PSH	0,505	-0,563	0,622	0,795	0,556	0,871	0,280	1		
KN	0,952	-0,898	0,089	0,440	-0,034	0,395	-0,280	0,316	1	
Sel	-0,158	0,266	-0,911	-0,858	-0,918	-0,835	-0,676	-0,701	0,000	1

ANNEXE IV

Tableau 4. Matrice de corrélation de Pearson entre : Sel, AG3/AS, précocité de germination, TMG, LH, LR, PFH, PFR, PSH, PSR. Corrélations significatives marquées à $p < 0.05$.

Variable	Précocité	TMG	LH	LR	PFH	PFR	PSH	PSR	AG3/AS	Sel
Précocité	1									
TMG	-0,951	1								
LH	0,635	-0,604	1							
LR	0,375	-0,397	0,818	1						
PFH	0,707	-0,686	0,930	0,710	1					
PFR	0,166	-0,218	0,680	0,871	0,542	1				
PSH	0,406	-0,422	0,755	0,860	0,669	0,744	1			
PSR	-0,186	0,248	0,418	0,642	0,221	0,757	0,516	1		
AG3/AS	0,239	-0,234	0,261	0,182	0,301	-0,059	0,343	-0,115	1	
Sel	-0,316	0,323	-0,836	-0,930	-0,716	-0,906	-0,776	-0,720	0,000	1

Tableau 5. Matrice de corrélation de Pearson entre : Sel, AG3/Kn, précocité de germination, TMG, LH, LR, PFH, PFR, PSH, PSR. Corrélations significatives marquées à $p < 0.05$.

Variable	Précocité	TMG	LH	LR	PFH	PFR	PSH	PSR	AG3/Kn	Sel
Précocité	1									
TMG	-0,951	1								
LH	0,635	-0,604	1							
LR	0,375	-0,397	0,818	1						
PFH	0,707	-0,686	0,930	0,710	1					
PFR	0,166	-0,218	0,680	0,871	0,542	1				
PSH	0,406	-0,422	0,755	0,860	0,669	0,744	1			
PSR	-0,186	0,248	0,418	0,642	0,221	0,757	0,516	1		
AG3/Kn	0,192	-0,204	0,059	-0,093	0,017	-0,026	-0,181	-0,113	1	
Sel	-0,316	0,323	-0,836	-0,930	-0,716	-0,906	-0,776	-0,720	0,000	1

Tableau 6. Matrice de corrélation de Pearson entre : Sel, AS/Kn, précocité de germination, TMG, LH, LR, PFH, PFR, PSH, PSR. Corrélations significatives marquées à $p < 0.05$.

Variable	Précocité	TMG	LH	LR	PFH	PFR	PSH	PSR	AS/Kn	Sel
Précocité	1									
TMG	-0,951	1								
LH	0,635	-0,604	1							
LR	0,375	-0,397	0,818	1						
PFH	0,707	-0,686	0,930	0,710	1					
PFR	0,166	-0,218	0,680	0,871	0,542	1				
PSH	0,406	-0,422	0,755	0,860	0,669	0,744	1			
PSR	-0,186	0,248	0,418	0,642	0,221	0,757	0,516	1		
AS/Kn	0,249	-0,238	0,001	0,087	0,068	-0,016	0,093	-0,117	1	
Sel	-0,316	0,323	-0,836	-0,930	-0,716	-0,906	-0,776	-0,720	0,000	1

ANNEXE IV

Tableau 7. Matrice de corrélation de Pearson entre : Sel, AG3/AS/Kn, précocité de germination, TMG, LH, LR, PFH, PFR, PSH, PSR. Corrélations significatives marquées à $p < 0.05$.

Variable	Précocité	TMG	LH	LR	PFH	PFR	PSH	PSR	AG3/AS/Kn	Sel
Précocité	1									
TMG	-0,951	1								
LH	0,635	-0,604	1							
LR	0,375	-0,397	0,818	1						
PFH	0,707	-0,686	0,930	0,710	1					
PFR	0,166	-0,218	0,680	0,871	0,542	1				
PSH	0,406	-0,422	0,755	0,860	0,669	0,744	1			
PSR	-0,186	0,248	0,418	0,642	0,221	0,757	0,516	1		
AG3/AS/Kn	0,220	-0,222	0,023	-0,056	0,044	0,031	-0,033	-0,090	1	
Sel	-0,316	0,323	-0,836	-0,930	-0,716	-0,906	-0,776	-0,720	0,000	1

Tableau 8. Matrice de corrélation de Pearson entre les différents facteurs au stade plante. Corrélations significatives marquées à $p < 0.05$.

	MDA.f	H ₂ O ₂ .f	Flav.f	Pol.f	ProL.f	MDA.r	H ₂ O ₂ .r	Flav.r	Pol.r	ProL.r	Chl a	Chl b	Car	RWC	HPa	HPr	PFpa	PFpr	PSpa	PSpr	RWL30	RWL120	*NaCl	*AG3/AS	*AS/Kn
MDA.f	1																								
H ₂ O ₂ .f	0,250	1																							
Flav.f	-0,005	-0,163	1																						
Pol.f	-0,272	-0,220	0,067	1																					
ProL.f	0,163	0,602	-0,227	-0,168	1																				
MDA.r	-0,299	-0,202	0,162	0,108	-0,311	1																			
H ₂ O ₂ .r	-0,153	0,141	-0,088	0,592	-0,209	0,225	1																		
Flav.r	-0,206	0,328	0,249	-0,178	0,357	0,277	-0,200	1																	
Pol.r	0,192	0,398	0,113	-0,317	0,324	-0,119	-0,302	0,215	1																
Proline.r	0,007	0,313	-0,133	-0,033	0,709	-0,359	-0,308	0,109	0,453	1															
Chl a	-0,090	-0,591	-0,047	0,323	-0,697	0,469	0,278	-0,399	-0,453	-0,713	1														
Chl b	-0,106	-0,629	-0,024	0,534	-0,613	0,440	0,327	-0,389	-0,522	-0,597	0,942	1													
Car	-0,048	-0,506	-0,058	0,101	-0,682	0,412	0,133	-0,284	-0,299	-0,709	0,933	0,790	1												
RWC	0,058	-0,569	0,255	0,135	-0,721	0,298	0,069	-0,204	-0,153	-0,566	0,665	0,574	0,674	1											
HPa	-0,211	-0,456	0,391	-0,014	-0,672	0,468	0,168	-0,252	0,073	-0,478	0,538	0,367	0,571	0,597	1										
HPr	-0,153	-0,495	0,009	0,810	-0,482	0,159	0,464	-0,401	-0,452	-0,300	0,614	0,778	0,397	0,420	0,126	1									
PFpa	-0,179	-0,683	0,097	0,494	-0,593	0,470	0,427	-0,473	-0,483	-0,492	0,744	0,821	0,536	0,507	0,490	0,744	1								
PFpr	-0,081	-0,621	-0,020	0,522	-0,575	0,329	0,437	-0,533	-0,569	-0,523	0,728	0,826	0,511	0,477	0,313	0,785	0,906	1							
PSpa	-0,148	-0,599	0,071	0,521	-0,534	0,324	0,444	-0,526	-0,503	-0,443	0,724	0,825	0,508	0,418	0,415	0,744	0,914	0,858	1						
PSpr	-0,138	-0,637	-0,013	0,532	-0,574	0,388	0,464	-0,535	-0,569	-0,491	0,727	0,816	0,506	0,487	0,365	0,786	0,934	0,979	0,852	1					
RWL30	-0,346	-0,062	-0,239	0,060	-0,124	-0,120	0,051	-0,034	-0,099	-0,106	0,084	0,051	0,114	0,058	0,025	0,134	0,076	0,070	0,103	0,036	1				
RWL120	-0,158	0,471	-0,319	-0,090	0,490	-0,001	0,037	0,207	0,045	0,259	-0,207	-0,255	-0,144	-0,405	-0,282	-0,254	-0,273	-0,245	-0,210	-0,239	0,409	1			
*NaCl	-0,002	0,539	-0,103	-0,001	0,778	-0,360	-0,276	0,483	0,489	0,806	-0,791	-0,646	-0,762	-0,666	-0,691	-0,313	-0,666	-0,647	-0,610	-0,655	-0,033	0,295	1		
*AG3/AS	-0,383	-0,324	0,303	0,502	-0,229	0,410	0,225	-0,145	0,224	0,188	0,151	0,261	0,020	0,182	0,485	0,407	0,466	0,283	0,404	0,359	-0,017	-0,216	0,000	1	
*AS/Kn	0,099	-0,190	-0,205	0,297	-0,038	-0,237	0,033	0,035	-0,596	-0,210	0,231	0,377	0,135	0,064	-0,545	0,441	0,140	0,326	0,249	0,240	0,138	-0,006	0,000	-0,500	1

Résumé

Ce travail présente une étude sur le comportement du gombo (*Abelmoschus esculentus* L.) en condition de stress salin aux stades germination et au cours de sa croissance et son développement. Les résultats montrent que le NaCl réduit significativement le processus physiologique de la germination des graines de gombo se répercutant négativement sur l'émergence de l'embryon et la croissance des plantules. En revanche, l'application des prétraitements hormonaux AG3, AS, Kn contrecarre l'effet dépressif du sel sur la germination. Les effets les plus significatifs sont enregistrés chez les graines recevant les prétraitements AG3, Kn, AG3/AS et Kn/AS combinés au NaCl. Au stade plante, trois apports aux différentes combinaisons hormonales (AG3/AS, AS/Kn) sont effectués à 14 jours, 21 jours et 28 jours du semis. Après un mois, deux arrosages à la capacité de rétention sont effectués avec une solution saline au NaCl à concentrations croissantes de 0, 50, 100 et 200 mM par semaine pendant 15 jours. Les résultats indiquent que le NaCl influe négativement sur la croissance, le statut hydrique et métabolique des plantes du gombo notamment sous 200 mM. Chez les plantes traitées aux phytohormones une nette amélioration des réponses physiologiques et biochimiques est enregistrée notamment sous la combinaison AG3/AS.

Mots clés :

Développement; Germination; Gombo; NaCl; Pigments; Phytohormones; Statut hydrique; Stress oxydatif; Croissance; Réponses biochimiques.