



الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE

وزارة التعليم العالي و البحث العلمي

MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE
SCIENTIFIQUE

جامعة باجي مختار - عنابة

UNIVERSITE BADJI MOKHTAR – ANNABA



FACULTE DES SCIENCES
DEPARTEMENT DE BIOLOGIE
SPECIALITE : BIOLOGIE
OPTION : TOXICOLOGIE

THESE EN VUE DE L'OBTENTION D'UN DIPLOME DE DOCTORAT

Intitulée

**Contribution à la Caractérisation des Paramètres
Physiologiques, Biochimiques et Toxicologiques
chez le blé dur (*Triticum durum* Desf.) lors d'un
Stress Oxydatif.**

Présentée par : Mlle GHERAIBIA HAIFA

Membre de Jury:

Pr. BERREBBAH Houria	(Professeur)	Présidente	Universié Badji Mokhtar- ANNABA
Pr. SOUKI LYNDIA	(Professeur)	Directeur de Thèse	Universié 08 Mai 1945- GUELMA
Pr. DJEBAR Med Réda	(Professeur)	Co- Directeur de Thèse	Universié Badji Mokhtar- ANNABA
Dr. SBARTAI Hana	(M.C.A)	Examineur	Universié Badji Mokhtar ANNABA
Dr. ZAIDI Nadjoua	(M.C.A)	Examineur	Universié 20 Aout 1955- SKIKDA

Année Universitaire : 2015/2016

Remerciements

La rédaction de ce manuscrit constitua l'une des étapes les plus longues et douloureuses de mes années de thèse. Et cette page fut sans aucun doute celle qui aura nécessité le plus d'efforts et d'attention de ma part. Je voulais remercier comme il se doit les personnes ayant participé, à l'achèvement de ce travail.

Je tiens tout d'abord à remercier tous les membres du jury. J'adresse ma gratitude à Mme BERREBBAH Houria, Professeur à l'Université Badji Mokhtar Annaba pour avoir accepté de présider le jury de ma thèse, pour son soutien, et ses conseils avisés. Je remercie également Mme ZBARTAI Hana, Maître de conférences à l'Université Badji Mokhtar Annaba, et Mme ZAIDI Nedjouda Maître de conférences à l'Université de Skikda, qui m'ont fait l'honneur de juger et d'examiner ce travail.

Mes profonds remerciements vont bien à ma directrice de thèse Mme SOUIKI Lynda, professeur à l'université de 08 mai 1945 Guelma. Les mots me manquent pour exprimer ma gratitude. L'idée de voler de ses propres ailes est un peu effrayante, mais j'ai l'impression d'avoir grandi, d'avoir acquis une certaine confiance grâce à vous. D'un point de vue relationnel, j'ai trouvé une relation cordiale, une écoute et ce que j'ai aimé par-dessus toute une franchise à toute épreuve. J'ai énormément appris à vos côtés.

Mes plus sincères remerciements vont également à mon Co-encadreur de thèse Professeur DJEBAR Mohamed Réda pour sa rigueur scientifique, *ses encouragements*, sa gentillesse, et surtout de m'avoir permis de réaliser mon travail de paillasse dans les meilleures conditions possibles au sein du laboratoire de Toxicologie cellulaire.

Je remercie toutes les personnes formidables que j'ai rencontrées par le biais d'INRA Montpellier. Merci pour votre support et vos encouragements. Je tiens à remercier spécialement Professeur Hervé SENTENAC directeur de l'équipe des canaux ioniques au Supagro Montpellier, pour le temps que tu m'accordé tout au long de la période de mon stage malgré la courte durée. A Mr Hatem ROUACHED, Mr Bertrand MOREAU, Mlle Anne-Aliénor VERY merci pour votre disponibilité, votre gentillesse, votre patience et vos précieux conseils.

Ma reconnaissance s'adresse aussi à la direction du Groupe Amor Benamor, qui m'a accordé un stage au sein du laboratoire de contrôle de qualité des moulins Amor Benamor. Ce stage m'a permis de connaître et de me familiariser avec le monde de la qualité des céréales. Je remercie l'ensemble du personnel du laboratoire, pour l'accueil et les précieux conseils.

Je remercie également la direction de groupe FERTIAL, et spécialement Mr ATEK abdlekrim et Mr Moufid, pour m'avoir accordé un stage au sein de laboratoire Agronomique.

Je remercie toutes les personnes formidables que j'ai rencontrées au cours de mon parcours universitaire pour leurs encouragements. Je pense particulièrement à Mlle Omri Nihed, Mlle KAHIT fatima azahra, Mlle Abdelaziz Amina, Mr Abbasi Abdlekrim, Mme soltani Ilyia, Mme bouhroum Nawel, Mme Alem Sonia.

Un remerciement spéciale ; à ma chérie, ma douce, sincère et ma meilleure amie « Sara », qui m'a supporté et m'a permis de me lever motivé, le cœur léger et l'esprit tranquille depuis le début de ma thèse. Merci d'avoir voulu souvent penser à moi avant tout, à mon bonheur, merci pour toutes les années de soutien et de partage (11 ans déjà), j'en garde un souvenir de belle complicité et de sincères dévouements. Tu as longtemps été mon réconfort le plus présent, le plus proche, le plus constant. Tu as su mettre en musique les paroles de ma composition scientifique.

Aux personnes très particulières : A tonton Dr BENNOUA Salim, tata Dr BENNOUA MADI mounira, tata zelloukha, Noussa et Chakib, yasmine, Iyes, cerine. C'est avec plaisir qu'une fois de plus, je vous retrouve à mes côtés pour un moment fort de ma vie. Après m'avoir offert leur confiance, ils m'ont également réservé une place de choix dans leur cœur. Vous avez toujours été, au-delà de toutes mes attentes, un soutien, un dévouement, une énergie, des voyages, beaucoup de rires et de réconfort ; merci pour votre loyauté, votre générosité et tout le bien que vous me reflétez souvent.

Enfin, les mots les plus simples étant les plus forts, j'adresse toute mon affection à ma famille, la source de ma fierté. Ils ont été toujours à mes côtés, ils sont tout pour moi, c'est à eux que je dédie ce rapport de thèse. C'est avec émotion qu'à mon tour je leur dévoile le fruit de mes efforts. J'espère être à la hauteur de leur fierté inconditionnelle. À ma très chère maman combattante « Leila » qui m'a fait comprendre que la vie n'est pas faite que de problèmes qu'on pourrait résoudre grâce à des formules. Votre intelligence, votre confiance, votre tendresse, votre amour me portent et me guident tous les jours. À mon cher père « Brahim », merci pour avoir fait de moi ce que je suis aujourd'hui.

À mes deux frères Mohamed Ilyes et Baha Eddine et ma très chère petite sœur Nahra, que j'adore et qui ne me laissent jamais douter de leur amour, c'est une chance immense de vous avoir dans ma vie. Je vous aime.

Une pensée pour terminer ces remerciements pour toi grand père Saleh Allah Yarhmek, qui n'a pu voir l'aboutissement de mon travail mais je sais que tu en aurais été très fier de ta petite fille 'haffa'.

**Tout obstacle renforce la détermination. Celui qui
s'est fixé un but n'en change pas.**

Léonard de Vinci

Résumé

La salinité des sols et des eaux d'irrigation est un des facteurs limitatifs du développement et des productions agricoles. Outre les apports anthropiques, sont à l'origine d'un enrichissement des sols en éléments traces métalliques, parmi ceux le Zinc.

Notre étude s'intègre dans le cadre d'une recherche multidisciplinaire, qui vise d'une part l'étude de l'impact de deux stress abiotiques majeurs dans l'environnement : stress salin et Zinc (exemple de stress métallique), et d'autre part étudier l'effet du Zinc comme un moyen de lutte contre le stress salin sur le comportement des deux génotypes de blé dur « *GTA dur* » et « *Semito* » à travers une majorité de paramètres, morphologiques, physiologiques, biochimiques et enzymatiques ; afin d'évaluer le niveau de tolérance vis-à-vis le stress exercé sur les plantes.

La germination des deux variétés de blé dur, les longueurs des racines et des feuilles, la teneur relative en eau, les teneurs en chlorophylles a, b et en caroténoïdes sont fortement inhibées par le NaCl, principalement à 100 mM. Tandis que le traitement au Zinc, le taux de germination n'est pas affecté. La longueur des racines est plus touchée par rapport à la longueur des feuilles. La variété *GTA dur* montre une accumulation des ions Na⁺ plus importante dans les parties aériennes, comparativement à la variété *Semito*. Ceci est lié au degré de tolérance au NaCl, observé chez la variété *Semito* où le xylème limite le transport du Na⁺ dans les feuilles.

L'induction du Zinc dans le milieu de traitement favorise l'accroissement foliaire et racinaire des lots exposés aux fortes concentrations de NaCl. Ceci indique que le Zinc a un effet positif sur la croissance des deux variétés de blé dur en améliorant leur tolérance au stress salin, en optimisant la nutrition hydrominérale des plantes, ainsi qu'en réduisant l'absorption et la translocation de ces métaux lourds. Les changements provoqués par les stress induits, varient en fonction de la variété, la concentration de sel dans le milieu, et la durée du traitement.

Mots clés : Blé dur, stress salin, Zinc, Stress oxydatif, Atténuation, Tolérance.

Abstract

Soil salinity and irrigation water is a limiting factor of development and agricultural production. Besides, anthropogenic inputs are the source of a soil enrichment trace metals among the Zinc.

Our study forms part of a multidisciplinary research, which aims both the study of the impact of two major abiotic stress in the environment: salt stress and Zinc (metal stress), and secondly study the effect of Zinc as a means of struggle against salt stress on the behavior of two hard wheat genotypes "*GTA dur*" and "*Semito*" by means of morphological, physiological, biochemical and enzymatic parameters; to assess the level vis-a-vis tolerance exercised stress on plants.

Germination of the two varieties of durum wheat, the lengths of the roots and leaves, the relative water content, the contents of chlorophylls a, b and carotenoids are strongly inhibited by NaCl, mainly to 100 mM. While Zinc treatment, has not affected the germination rate. Root length is more affected compared to the length of the sheets. *GTA dur* variety shows an accumulation of Na⁺ ions most significant in the aerial parts compared to the *Semito* variety. This is related to tolerance for NaCl, observed in the *Semito* variety where the xylem limit transport of Na⁺ in the leaves.

Induction of Zinc in the processing solution promotes leaf and root growth exposed to high concentrations of NaCl. This indicates that Zinc has a positive effect on the growth of two varieties of durum wheat by improving their tolerance to salt stress, optimizing hydrominérale plant nutrition, and reducing the absorption and translocation of heavy metals. the stress induction causes changes that vary depending on the variety, the concentration and duration of treatment

Keywords: Durum wheat, salt stress, Zinc, oxidative stress, Mitigation, Tolerance.

ملخص

ملوحة التربة ومياه الري هي العامل المحدد للتنمية والانتاج الزراعي. بالإضافة إلى الإصدارات الصناعية التي هي مصدر إثراء التربة بالمعادن الثقيلة التي من بينها الزنك.

تشكل دراستنا بحث متعدد التخصصات بهدف دراسة تأثير اثنين من الإجهادات الرائدة في البيئة: الإجهاد الملحي والزنك (مثل للمعادن الثقيلة)، وثانيا دراسة تأثير الزنك كوسيلة لمحاربة الإجهاد الملحي عند نوعين من القمح الصلب "GTA dur" و "Semito" من خلال المقاييس المورفولوجية. الفسيولوجية. البيوكيميائية والأنزيمية.

العلاج بكلوريد الصوديوم له تأثير سلبي على انتشار حبوب القمح. طول الجذور والأوراق، محتوى نسبة الماء، نسبة الكلوروفيل أ، ب والكاروتين لنوعين من القمح. بينما علاج الزنك، لم تؤثر على معدل الانتاش. لكن نلاحظ انه اثر على طول الجذر التي كانت أكثر تضررا مقارنة مع طول الأوراق. نلاحظ تراكم تصاعدي لأيونات الصوديوم في أوراق النوع "GTA dur" مقارنة بالنوع "Semito". ويرتبط هذا بقدرة النبتة على مواجهة كلوريد الصوديوم بتقليل نقل الصوديوم الى الجزء العلوي للنبتة.

زيادة الزنك في المحلول العلاجي الملحي عزز نمو أوراق وجذور نباتات القمح المعرضين لتركيزات عالية من كلوريد الصوديوم. يدل هذا على أن الزنك له تأثير إيجابي على نمو نوعين من القمح الصلب من خلال تحسين القدرة على مواجهة الإجهاد الملحي، وتحسين تغذية النبات، والحد من امتصاص النبات للمعادن الثقيلة.

التغيرات الناجمة عن الاجهادات، يختلف باختلاف نوع النبات. تركيز الملح في المتوسط، ومدة

العلاج.

كلمات البحث: القمح الصلب، الإجهاد الملحي، الزنك، الإجهاد التأكسدي.

Sommaire

Sommaire

Liste des figures.....	i
Liste des tableaux.....	ii
Liste des abréviations.....	iii
Introduction générale	1
I. Synthèse bibliographique	
1. Le blé	3
1.1. Description générale de Blé	3
1.2. Importance et production de la culture du blé	4
1.2.1. Importance et production de la culture des céréales et le blé dans le monde.....	4
1.2.2. Importance de la culture des céréales et du blé en Algérie.....	6
1.3. La sélection et l'amélioration du blé	7
2. Le stress oxydant	8
2.1. Le stress oxydant chez les plantes.....	8
2.2. Sources de production des ROS	9
2.2.1. Les chloroplastes	9
2.2.2. La mitochondrie.....	9
2.2.3. Les peroxysomes.....	9
2.2.4. Le cytosol.....	10
2.2.5. L'apoplaste et la membrane plasmique.....	10
2.3. Mécanismes de défense contre le stress oxydatif	12
2.4. Principaux stress environnementaux auxquels les plantes sont confrontées	14
2.4.1. Stress biotique	14
2.4.2. Stress abiotique	14
3. Le stress salin.....	14
3.1. Les causes de la salinisation des sols.....	14
3.1.1. Salinisation géologique (primaire).....	15
3.1.2. Salinisation par les eaux.....	15
3.1.3. Conditions climatiques de la salure	15
3.1.4. Salinisation par les fertilisant	16
3.2. La classification des sols.....	17
3.3. Les plantes et le stress salin.....	17

3.3.1.	La classification des plantes selon leur tolérance à la salinité	17
3.3.2.	Comportement des végétaux vis-à-vis un stress salin	21
3.4.	Les critères écophysologiques de tolérance des plantes à la salinité	25
3.4.1.	Vitesse d'influx des ions	25
3.4.2.	Vitesse d'efflux des ions	25
3.4.3.	Les critères de sélection	27
3.4.4.	L'ajustement osmotique et solutés compatibles dans les plantes	28
4.	Les métaux lourds	31
4.1.	Origine de la contamination des sols par les métaux lourds	31
4.2.	Les métaux lourds dans la plante	34
4.3.	Toxicité et tolérance	35
4.4.	Le Zinc	36
4.4.1.	Importance biologique	37
4.4.2.	Homéostasie du Zinc	38

II. Matériel et méthodes

1.	Matériels utilisés	39
1.1.	Matériel végétale	39
1.2.	Protocoles expérimentaux	39
1.2.1.	La désinfection	39
1.2.2.	La culture de blé	40
1.3.	Le protocole d'application des stress	40
2.	Méthodes d'analyses	48
2.1.	Paramètres morphologiques	48
2.1.1.	Taux de germination	48
2.1.2.	Mesure de la longueur des parties aérienne et souterraine (LPA, LPS)	48
2.2.	Paramètre physiologiques	48
2.2.1.	La teneur relative en eau (TRE)	48
2.2.2.	Dosage des cations	48
2.3.	Paramètres biochimiques	49
2.3.1.	Dosage des protéines totales	49
2.3.2.	Dosage de la chlorophylle	49
2.3.3.	Dosage des sucres solubles	49
2.3.4.	Dosage de la proline	50
2.4.	Paramètres enzymatiques	50
2.4.1.	Dosage de l'activité Catalase (CAT)	51

2.4.2.	Dosage de l'activité Ascorbate-peroxydases (APX)	51
2.4.3.	Dosage de l'activité Gaïacol-peroxydase (GPX)	52
2.5.	Mesure du potentiel de membrane des cellules corticales de la racine de blé dur (Electrophysiologie).....	52
2.5.1.	Préparation des solutions	52
2.5.2.	Préparation des microélectrodes	52
2.5.3.	Dispositif expérimental	52
2.5.4.	Mesure du potentiel de membrane.....	53
2.6.	Analyse statistique.....	53

III. Résultats et discussion

1.	Résultats	55
1.1.	Influence des stress abiotiques sur les paramètres morphologiques, physiologiques, biochimiques et enzymatiques de deux variétés de blé dur	55
1.1.1.	Paramètres morphologiques	55
1.1.1.1.	Taux de germination.....	55
1.1.1.2.	Longueur des feuilles et des racines.....	58
1.1.2.	Paramètre physiologiques.....	61
1.1.2.1.	Teneur relative en eau (TRE)	61
1.1.2.2.	Effet de stress sur les teneurs des cations	70
1.1.3.	Paramètres biochimiques.....	74
1.1.3.1.	Concentrations des pigments chlorophylliens	74
1.1.3.2.	Synthèse des protéines.....	82
1.1.3.3.	Synthèse des sucres solubles totaux	86
1.1.3.4.	Synthèse de proline	92
1.1.4.	Paramètres enzymatiques.....	101
1.1.4.1.	Activity catalase (CAT)	101
1.1.4.2.	Activité de l'ascorbate peroxydase (APX)	104
1.1.4.3.	Activité de guaiacol peroxydase (GPX)	109
1.2.	Atténuation du stress	117
1.2.1.	Paramètres morphologiques.....	117
1.2.1.1.	Taux de germination.....	117
1.2.1.2.	Longueur des feuilles et des racines.....	117
1.2.2.	Paramètres biochimiques.....	121
1.2.2.1.	Synthèse des sucres totaux.....	121
1.2.2.2.	Synthèse de proline	124
1.2.3.	Paramètres enzymatiques.....	124

1.2.3.1.	Effet de l'addition stress salin/ Zinc sur l'activité de la catalase (CAT).....	124
1.2.3.2.	Effet de l'addition du Zinc au stress salin sur l'activité ascorbate peroxydase (APX)...	129
1.2.3.3.	Effet de l'addition du Zinc au stress salin sur l'activité gaïacol peroxydase (GPX).....	129
1.2.4.	Électrophysiologie.....	134
2.	Discussion.....	136
IV.	Conclusion et perspectives.....	153
V.	Références bibliographique.....	158

Annexes

Liste des figures

Figure 1. Production de biomasse de différents groupes de plantes suivant la salinité (Hagemeyer, 1996)	20
Figure 2. Illustration des stratégies 'inclusion' et 'exclusion' (Levigneron et al., 1995)	26
Figure 3. Origine des métaux lourds dans le sol (d'après Robert, 1999)	32
Figure 4. Protocole expérimentale de germination.....	41
Figure 5. Stades de traitements des plantules de blé dur.....	42
Figure 6. Serre semi conditionnée	43
Figure 7. Tests pour les doses.....	45
Figure 8. Dispositif expérimental de mesure du potentiel de membrane de cellules des couches périphériques de la racine.	54
Figure 9. Taux de germination de deux variété de blé dur « <i>GTA dur</i> » et « <i>Semito</i> » soumis au stress salin.....	56
Figure 10. Taux de germination des deux variétés de blé dur « <i>GTA dur</i> » et « <i>Semito</i> » soumis à différent traitement au $ZnSO_4$	57
Figure 11. Longueur des feuilles et des racines de la variété « <i>GTA dur</i> » soumise au stress salin	59
Figure 12. Longueur des feuilles et des racines de la variété « <i>Semito</i> » soumise au stress salin	60
Figure 13. Longueur des feuilles et des racines de la variété « <i>GTA dur</i> » soumise à différent doses de $ZnSO_4$	62
Figure 14. Longueur des feuilles et des racines de la variété « <i>Semito</i> » soumise à différent doses de $ZnSO_4$	63
Figure 15. Teneur relative en eau (TRE) des feuilles et des racines pour la variété « <i>GTA dur</i> » après 3, 6, 9 jours de traitement.....	65
Figure 16. Teneur relative en eau (TRE) des feuilles et des racines pour la variété « <i>Semito</i> » après 3, 6, 9 jours de traitement.....	66
Figure 17. La teneur relative en eau (TRE) des feuilles et racines de la variété « <i>GTA dur</i> » soumise à différent traitement au Zinc.	68
Figure 18. La teneur relative en eau (TRE) des feuilles et racines de la variété « <i>Semito</i> » soumise à différent traitement au Zinc.	69
Figure 19. Teneurs de Sodium dans les feuilles des deux variétés de blé dur « <i>GTA dur</i> » et « <i>Semito</i> ».	71
Figure 20. Teneurs de potassium dans les feuilles des deux variétés de blé dur « <i>GTA dur</i> » et « <i>Semito</i> ».	72
Figure 21. Teneurs de Zinc accumulé dans les feuilles des deux variétés de blé dur « <i>GTA dur</i> » et « <i>Semito</i> ».	73
Figure 22. Concentrations des pigments chlorophylliens de la variété « <i>GTA dur</i> » après 3, 6, 9 jours de traitement.....	76

Figure 23. Concentrations des pigments chlorophylliens de la variété « <i>Semito</i> » après 3, 6, 9 jours de traitement.....	77
Figure 24. Concentrations de chlorophylle de la variété « <i>GTA dur</i> » soumise à différent traitement au Zinc.	79
Figure 25. Concentrations de chlorophylle de la variété « <i>Semito</i> » soumise à différent traitement au Zinc.	80
Figure 26. Concentrations des protéines dans les feuilles et les racines de la variété « <i>GTA dur</i> » soumises au stress salin.....	83
Figure 27. Concentrations des protéines dans les feuilles et les racines de la variété « <i>Semito</i> » soumises au stress salin.....	84
Figure 28. Concentrations des protéines des parties aérienne et souterraine de la variété « <i>GTA dur</i> » soumis à différent traitement au Zinc.	87
Figure 29. Concentrations des protéines des parties aérienne et souterraine de la variété « <i>Semito</i> » soumis à différent traitement au Zinc.	88
Figure 30. Concentrations des sucres totaux dans les feuilles et les racines pour de la variété « <i>GTA dur</i> » soumise au stress salin.....	90
Figure 31. Concentrations des sucres totaux dans les feuilles et les racines pour de la variété « <i>Semito</i> » soumise au stress salin.....	91
Figure 32. Concentrations des sucres dans les feuilles et racines de la variété « <i>GTA dur</i> » soumise à différent traitement au Zinc.	93
Figure 33. Concentrations des sucres dans les feuilles et racines de la variété « <i>Semito</i> » soumise à différent traitement au Zinc.	94
Figure 34. Concentrations de proline dans les feuilles et les racines de la variété « <i>GTA dur</i> » soumise au stress salin	96
Figure 35. Concentrations de proline dans les feuilles et les racines de la variété « <i>Semito</i> » soumise au stress salin	97
Figure 36. Concentrations de proline dans les feuilles et racines de la variété « <i>GTA dur</i> » soumise à différent traitement au Zinc.	99
Figure 37. Concentrations de proline dans les feuilles et racines de la variété « <i>Semito</i> » soumise à différent traitement au Zinc.	100
Figure 38. Effet stress salin l'activité de la catalase (CAT) dans les feuilles et les racines de la variété <i>GTA dur</i>	102
Figure 39. Effet stress salin l'activité de la catalase (CAT) dans les feuilles et les racines de la variété <i>Semito</i>	103
Figure 40. Effet de Zinc sur l'activité de la catalase (CAT) dans les feuilles et les racines de la variété « <i>GTA dur</i> ».	105
Figure 41. Effet de Zinc sur l'activité de la catalase (CAT) dans les feuilles et les racines de la variété « <i>Semito</i> ».	106
Figure 42. Effet stress salin sur l'activité de l'ascorbate peroxydase (APX) dans les feuilles et les racines de la variété <i>GTA dur</i>	107
Figure 43. Effet stress salin sur l'activité de l'ascorbate peroxydase (APX) dans les feuilles et les racines de la variété <i>Semito</i>	108

Figure 44. Effet de Zinc sur l'activité de l'ascorbate peroxydase (APX) dans les feuilles et les racines de la variété <i>GTA dur</i>	110
Figure 45. Effet de Zinc sur l'activité de l'ascorbate peroxydase (APX) dans les feuilles et les racines de la variété <i>Semito</i>	111
Figure 46. Effet stress salin sur l'activité de guaïcol peroxydase (GPX) dans les feuilles et les racines de la variété <i>GTA dur</i>	112
Figure 47. Effet stress salin sur l'activité de guaïcol peroxydase (GPX) dans les feuilles et les racines de la variété <i>Semito</i>	113
Figure 48. Effet de Zinc sur l'activité de guaïcol peroxydase (GPX) dans les feuilles et les racines de la variété <i>GTA dur</i>	115
Figure 49. Effet de Zinc sur l'activité de guaïcol peroxydase (GPX) dans les feuilles et les racines de la variété <i>Semito</i>	116
Figure 50. Effet de Zinc sur la germination de la variété <i>GTA dur</i> soumise au stress salin	118
Figure 51. Effet de Zinc sur la germination de la variété <i>Semito</i> soumise au stress salin	118
Figure 52. Effet de Zinc sur la longueur des feuilles de la variété <i>GTA dur</i> soumise au stress salin	119
Figure 53. Effet de Zinc sur la longueur des racines de la variété <i>GTA dur</i> soumise au stress salin	119
Figure 54. Effet de Zinc sur la longueur des feuilles de la variété <i>Semito</i> soumise au stress salin	120
Figure 55. Effet de Zinc sur la longueur des racines de la variété <i>Semito</i> soumise au stress salin	120
Figure 56. Effet de Zinc sur le taux des sucres totaux dans les feuilles de la variété <i>GTA dur</i> soumise au stress salin	122
Figure 57. Effet de Zinc sur le taux des sucres totaux dans les racines de la variété <i>GTA dur</i> soumise au stress salin	122
Figure 58. Effet de Zinc sur le taux des sucres totaux dans les feuilles de la variété <i>Semito</i> soumise au stress salin	123
Figure 59. Effet de Zinc sur le taux des sucres totaux dans les racines de la variété <i>Semito</i> soumise au stress salin	123
Figure 60. Effet de Zinc sur les concentrations de proline dans les feuilles de la variété <i>GTA dur</i> soumise au stress salin	125
Figure 61. Effet de Zinc sur les concentrations de proline dans les racines de la variété <i>GTA dur</i> soumise au stress salin	125
Figure 62. Effet de Zinc sur les concentrations de proline dans les feuilles de la variété <i>Semito</i> soumise au stress salin	126
Figure 63. Effet de Zinc sur les concentrations de proline dans les racines de la variété <i>Semito</i> soumise au stress salin	126
Figure 64. Effet de Zinc sur l'activité de catalase dans les feuilles de la variété <i>GTA dur</i> soumise au stress salin	127
Figure 65. Effet de Zinc sur l'activité de catalase dans les racines de la variété <i>GTA dur</i> soumise au stress salin	127

Figure 66. Effet de Zinc sur l'activité de catalase dans les feuilles de la variété <i>Sémito</i> soumise au stress salin	128
Figure 67. Effet de Zinc sur l'activité de catalase dans les racines de la variété <i>Sémito</i> soumise au stress salin	128
Figure 68. Effet de Zinc sur l'activité de l'ascorbate peroxydase (APX) dans les feuilles de la variété <i>GTA dur</i> soumise au stress salin	130
Figure 69. Effet du Zinc sur l'activité de l'ascorbate peroxydase (APX) dans les racines de la variété <i>GTA dur</i> soumise au stress salin	130
Figure 70. Effet de Zinc sur l'activité de l'ascorbate peroxydase (APX) dans les feuilles de la variété <i>Sémito</i> soumise au stress salin	131
Figure 71. Effet du Zinc sur l'activité de l'ascorbate peroxydase (APX) dans les racines de la variété <i>Sémito</i> soumise au stress salin	131
Figure 72. Effet du Zinc sur l'activité de guaiacol peroxydase (GPX) dans les feuilles de la variété <i>GTA dur</i> soumise au stress salin	132
Figure 73. Effet du Zinc sur l'activité de guaiacol peroxydase (GPX) dans les racines de la variété <i>GTA dur</i> soumise au stress salin	132
Figure 74. Effet du Zinc sur l'activité de guaiacol peroxydase (GPX) dans les feuilles de la variété <i>Sémito</i> soumise au stress salin	133
Figure 75. Effet du Zinc sur l'activité de guaiacol peroxydase (GPX) dans les racines de la variété <i>Sémito</i> soumise au stress salin	133
Figure 76. Potentiel membranaire de la racine de blé dur	135

Liste des tableaux

Tableau 1. Production, consommation et stocks du marché mondial des céréales	5
Tableau 2. Production, consommation et stocks du marché mondial du blé	5
Tableau 3. Classification de l'eau (maillard, 2001)	16
Tableau 4. Indice de salinité de certains engrais (Tisdal et al., 1985).....	16
Tableau 5. Classe de la salinité des sols (Maillard, 2001)	18
Tableau 6. Les composés osmoprotecteurs accumulés chez les plantes en conditions de stress salin et hydrique (Sairam et Tyagi, 2004)	29
Tableau 7. Préparation solution nutritive	44
Tableau 8. Interaction des deux stress salin/ Zinc.....	47

Liste des abréviations

ADN : Acide désoxyribonucléique
ANOVA : Analyses de variances
APX : Ascorbate peroxydase
AsA : Acide ascorbique
C₆H₆O₄ : Ninhydrine
CAT : Catalase
CE : Conductivité électrique
CH₃COOH : Acide acétique
Chl* : Chlorophylle à l'état triplet excité
CO₂ : Dioxyde de Carbone
FAO : Food and Agricultural Organisation
GPX : Glutathion peroxydase
GSH : Glutathion
H₂O₂ : Peroxyde d'hydrogène
H₃PO₄ : Acide orthophosphorique
LPA : Longueur partie aérienne
LPS : Longueur partie souterraine
Na₂SO₄ : Sulfate de sodium
NaCl : Chlorure de sodium
PPM : partie par million (1PPM= 1mg/l)
ROS- ERO : espèces réactif oxygène
TRE : Teneur relative en eau
Zn : Zinc
ZnSO₄ : Sulfate du Zinc

Introduction générale

Introduction générale

Tout au long de leur cycle de développement, les plantes sont exposées aux fluctuations de leur environnement sans pouvoir s'y soustraire. Les céréales, une source importante alimentaire, sont considérablement affectées par des stress biotiques tels que les insectes nuisibles, les virus et les champignons, et par des stress abiotiques, tels que le stress hydrique, le stress salin, le froid, le stress oxydatif et les UV (Tester, 2005). Parmi ces céréales, Le blé occupe la première place pour la production mondiale et la deuxième après le riz, comme source de nourriture pour les populations humaines, il assure 15% de ses besoins énergétiques (Bajji, 1999). La production nationale est faible et ne permet de satisfaire qu'environ 35 % des besoins d'une population de plus en plus croissante (Bedrani, 2001 ; Hervieu et *al.*, 2006).

Les processus impliqués dans l'élaboration du rendement d'une culture sont influencés non seulement par des facteurs génétiques mais aussi sous l'intervention des facteurs environnementaux (Monneveux, 1997). Dans les régions méditerranéennes, la sécheresse et la salinité constituent des stress abiotiques limitant sérieusement la productivité des espèces cultivées (Radhouane, 2008 ; Benmahioul et *al.*, 2009). La salinisation est le processus majeur de la dégradation des terres. En moyenne, le monde perd dix hectares de terres cultivables par minute, dont 3 hectares à cause de la salinisation (IPTRID, 2006). 10 à 15% des surfaces irriguées soit (20 à 30 millions d'hectares) souffrent, à des degrés divers, de problèmes de salinisation (Mermoud, 2006). En Afrique, près de 40 Million hectares sont affectés par la salinisation, soit près de 2% de la surface totale (IPTRID, 2006). Les sols salins sont très répandus à la surface du globe, leur salinité constitue l'un des principaux problèmes du développement agricole (Beldjoudi et *al.*, 2002).

En Algérie, la sécheresse constitue l'un des facteurs contribuant à la salinisation des sols. En effet, dans les zones semi-arides, les faibles précipitations et la montée de la température engendrent l'accroissement de l'évaporation et provoquent ainsi la remontée des sels vers la rhizosphère. Le phénomène s'accroît d'avantage, suite à la pratique de l'irrigation où les eaux contiennent souvent des teneurs en sels jugées élevées. Les effets des sels, notamment le NaCl dépendent de sa concentration au niveau du milieu de culture et de l'époque de sa déclaration. Néanmoins, les réactions vis-à-vis de ce facteur restent intimement liées à la nature des espèces, voir même de la variété (Kadri et *al.*, 2009).

Concilier le développement des activités humaines et le respect de l'environnement est un enjeu majeur. La pollution en métaux lourds est aussi une préoccupation majeure pour l'agriculture, menaçant également la santé humaine. Jusqu'à présent, la plupart des travaux se sont concentrés soit sur l'étude de la salinité, soit sur le stress abiotique des métaux lourds. La prise en

compte tardive des conséquences engendrées par certaines activités humaines a conduit à l'accumulation de substances toxiques, perturbant les équilibres fragiles de nombreux écosystèmes. Depuis le début de la révolution industrielle, la pollution de l'environnement, y compris le sol, est accélérée de façon spectaculaire (Yanai et *al.*, 2006).

Les activités urbaines, industrielles et agricoles sont responsables d'une contamination croissante des sols et de l'eau par les ions métalliques. Les plantes sont directement exposées à ces éléments dont le potentiel toxique est indéniable. Les problèmes liés aux rejets des métaux lourds dans l'environnement et à leur transfert potentiel vers les organismes vivants, sont certainement les plus préoccupants (Kabata-Pendias et *al.*, 2007). A ce jour, aucune fonction métabolique connue ne requiert à certains métaux lourds, qui présentent une importante toxicité, même à faible dose, pour les animaux et les plantes (Remon, 2006). Leur accumulation dans les différents compartiments des écosystèmes, notamment les plantes, génère par conséquent un risque non négligeable pour les équilibres écologiques et la santé publique.

Les études se penchant sur des plantes d'importance économique soumises à des stress salins et à des métaux lourds sont encore rares. Pour cela, au cours de ce travail de thèse, nous avons choisi d'étudier, dans un premier temps, les effets de deux stress abiotiques séparément : Le stress salin (NaCl) et le Zinc sur deux variétés locales de blé dur '*GTA dur*' et '*Semito*' très consommées en Algérie. Dont, notre premier objectif était de mieux comprendre la réponse des plantules des céréales aux stress causés.

Dans un second temps, nous nous sommes intéressés à un cas particulier et peu étudié qui est l'atténuation de stress salin par le Zinc. De ce fait, nous avons tenté d'appliquer aux cultures des plantes des céréales soumises au stress salin, le Zinc, comme un moyen de remédiation et de lutte contre le stress oxydatif engendré par la salinité. Ainsi, notre objectif a été d'évaluer l'effet du Zinc sur quelques marqueurs du stress oxydant, sur l'amélioration des réponses enzymatiques et de la croissance des plantes des deux variétés exposées au stress causé.

Synthèse bibliographique

1. Le blé

1.1. Description générale de Blé

Le blé dur (*Triticum turgidum ssp. durum*) est une Monocotylédone de la famille des Graminées, de la tribu des *Triticées* et du genre *Triticum*. En termes de production commerciale et d'alimentation humaine, cette espèce est la deuxième plus importante du genre *Triticum* après le blé tendre (*Triticum aestivum L.*) (Feillet, 2000).

Il s'agit d'une graminée annuelle de hauteur moyenne et dont le limbe des feuilles est aplati. L'inflorescence en épi terminal se compose de fleurs (Bozzini, 1988). Le système racinaire comprend des racines séminales produites par la plantule durant la levée, ainsi que des racines adventives qui se forment plus tard à partir des nœuds à la base de la plante et constituent le système racinaire permanent. Le blé dur possède une tige cylindrique, dressée, habituellement creuse et subdivisée en entre nœuds. Certaines variétés possèdent toutefois des tiges pleines (Clark et al., 2002). Le chaume (talles) se forme à partir de bourgeons axillaires aux nœuds à la base de la tige principale. Le nombre de brins dépend de la variété, des conditions de croissance et de la densité de plantation. Dans des conditions normales, une plante peut produire en tout trois brins en plus de la tige principale, mais tous ne grènent pas nécessairement (Bozzini, 1988).

Le blé dur est bien adapté aux régions à climat relativement sec, où il fait chaud le jour et frais la nuit durant la période végétative, ce qui est typique des climats méditerranéens et tempérés (Amokrane, 2001). La plus grande partie du blé dur produit dans le monde est constituée de blé de printemps ; toutefois, il existe des variétés de blé dur d'hiver (qui ont besoin de vernalisation pour amorcer la transition de la phase végétative à la phase reproductrice); ces variétés ont été évaluées en vue de la production dans le Sud des États-Unis (Donmez et al., 2000).

Afin de caractériser le cycle de développement du blé, différentes échelles de notation ont été développées, portant soit sur des changements d'aspect externe, soit sur les modifications d'aspect interne des organes reproducteurs.

- *L'échelle de Jonard et Koller, (1950)* utilisée pour reconnaître les stades par des changements d'aspect externe (Levée – Montaison)
- *L'échelle de Zadoks et al., (1974)* utilisée pour reconnaître les stades par des modifications d'aspect interne (Différentiation de l'épi : Stade épi 1 cm) (Gate, 1995).

Le cycle biologique du blé est une succession de périodes subdivisées en phases et en stades.

1.2. Importance et production de la culture du blé

1.2.1 Importance et production de la culture des céréales et le blé dans le monde

Les céréales, le blé en particulier occupe une place importante dans la production agricole et constitue la nourriture de base pour 35% de la production mondiale. De toutes les plantes cultivées, le blé est celle qui a pris le plus d'importance dans l'alimentation de l'être humain, c'est ce qui fait que c'est la plante la plus cultivée des céréales.

La production mondiale des céréales en 2015 s'établissent aujourd'hui à 2,527 milliards de tonnes (**Tableau 1**). En ce qui concerne le blé, la production mondiale est aujourd'hui estimée à 735 millions de tonnes (**Tableau 2**), ce qui constitue un faible recul par rapport au chiffre de novembre mais reste légèrement supérieur au niveau de 2014 (FAO, 2015). Au cours de la prochaine décennie, les possibilités d'extension des superficies sont restreintes en ce qui concerne les céréales, et l'augmentation de la production aura pour principal moteur l'accroissement des rendements. Alors que la hausse cumulée des rendements sur la période de projection devrait être de 10 % par rapport à la période de référence, l'augmentation des superficies consacrées au blé devrait être inférieure à 3 %. D'après les projections, l'utilisation totale de blé atteindra près de 774 Mt d'ici à 2023, 295 Mt dans les pays développés et 479 Mt dans les pays en développement.

Le blé devrait rester un produit principalement destiné à l'alimentation humaine, la consommation directe représentant une part stable de 68 % de l'utilisation totale au cours de la période étudiée. À ce niveau, la consommation alimentaire par habitant devrait rester constante, autour de 66 kg par an (OCDE et FAO, 2014).

Dans la plupart des pays méditerranéens, les céréales constituent la base de l'alimentation. Si la région offre une multitude de traditions culturelles et alimentaires, on estime que les céréales contribuent pour 35 à 50% des apports caloriques dans les rations alimentaires des populations du bassin. Cette consommation de produits céréaliers dépend néanmoins des comportements adoptés par les consommateurs, qui s'expriment en fonction de leurs modes et de leurs niveaux de vie. Au sein des États à forte consommation et à faible revenu, la consommation humaine directe de céréales se situe autour de 250 kg par habitant et par an. Les céréales y représentent les calories les moins chères du régime alimentaire. Pour ce type de consommateur, les besoins en produits céréaliers sont loin d'être satisfaits. De même, en cas d'augmentation de revenu, ce consommateur est amené à augmenter sensiblement sa demande céréalière.

En revanche, dans les pays où le revenu est plus élevé, la consommation de céréales est généralement substituée par les viandes, les fruits et les légumes, qui sont des produits plus chers. Simultanément à cette diversification des choix et cette réorientation dans le type de produits consommés, la demande en céréales faiblit.

Tableau 1. Production, consommation et stocks du marché mondial des céréales

(FAO, 2015)

Marché mondial des céréales						
	2011/12	2012/13	2013/14	2014/15 estimation	2015/16 prévision	
					Précédente (05 nov 2015)	Dernière (03 déc 2015)
<i>(.....millions de tonnes.....)</i>						
Production ¹	2 348.7	2 298.7	2 522.8	2 560.9	2 529.6	2 527.0
Disponibilités ²	2 875.4	2 848.5	3 055.2	3 157.1	3 172.4	3 173.3
Utilisation	2 315.0	2 325.6	2 425.3	2 503.0	2 527.8	2 528.9
Commerce ³	324.0	381.0	362.2	375.3	364.2	364.5
Stocks de clôture ⁴	550.3	532.4	596.2	646.3	637.6	643.4
<i>(.....pour cent.....)</i>						
Rapport stocks mondiaux- utilisation	23.7	22.0	23.8	25.6	24.8	25.0
Rapport stocks des principaux exportateurs-utilisation totales ⁵	18.1	16.7	17.9	17.6	18.8	16.0

Tableau 2. Production, consommation et stocks du marché mondial du blé

(FAO, 2015)

Marché mondial du blé						
	2011/12	2012/13	2013/14	2014/15 estimation	2015/16 prévision	
					Précédente (05 nov 2015)	Dernière (03 déc 2015)
<i>(.....millions de tonnes.....)</i>						
Production ¹	700.9	659.7	715.6	733.3	736.2	734.5
Disponibilités ²	898.3	858.1	892.7	921.5	938.8	937.5
Utilisation	693.6	685.8	695.0	715.3	727.5	728.0
Commerce ³	149.2	142.7	156.9	155.8	150.0	149.5
Stocks de clôture ⁴	198.4	177.1	188.2	203.0	207.4	206.9
<i>(.....pour cent.....)</i>						
Rapport stocks mondiaux- utilisation	28.9	22.0	23.8	25.6	24.8	28.9
Rapport stocks des principaux exportateurs-utilisation totales ⁵	18.2	16.7	17.9	17.6	18.8	17.4

La consommation par habitants se situe alors à des niveaux plus faibles : entre 120 et 150 kg de céréales par habitant et par an. En matière céréalière, on observe donc des niveaux de consommation très contrastés selon les pays méditerranéens. Il est néanmoins possible de distinguer trois catégories d'États :

- La première avec une consommation moyenne par habitant et par an qui se situe entre 200 et 250 kg : c'est le cas du Maroc, de l'Algérie, de la Tunisie, de l'Égypte et de la Turquie ;
- La seconde correspond à des pays où la consommation moyenne oscille entre 130 et 160 kg : il s'agit de la Grèce, du Portugal, de l'Italie, de l'Albanie et de Malte ;
- La troisième catégorie est celle avec une consommation céréalière inférieure à 100 kg en moyenne par an et par habitant : cela vaut pour la France et l'Espagne.

Au regard des évolutions observées ces dernières décennies, il apparaît que la consommation de céréales par habitant diminue progressivement pour les deux dernières catégories alors qu'elle s'amplifie dans les pays à faible revenu, c'est à dire ceux de la première catégorie (CIHEAM, 2006).

1.2.2 Importance de la culture des céréales et du blé en Algérie

Les céréales, socle historique de la diète méditerranéenne, occupent encore aujourd'hui une place prépondérante à la fois dans la production agricole et agroalimentaire de l'Algérie et dans la consommation alimentaire des ménages. La consommation de céréales en Algérie représente 25% des dépenses alimentaires et 230 kg/an d'équivalent-grains. L'importance de la consommation fait du blé un produit stratégique du point de vue de la sécurité alimentaire, ce qui justifie les efforts considérables de l'État pour augmenter la production locale, à travers le PNDA (programme national de développement agricole) lancé au début des années 2000.

Les céréales occupent environ 2,9 millions d'ha (moyenne 2000-2012), soit près de 35% des terres arables (production pluviale et majoritairement localisée en zone humide et sub-humide dans le nord du pays). La production moyenne de céréales des 5 dernières années (2008 à 2012), qui a légèrement dépassé 32 millions de quintaux selon la Fao, se répartit de la façon suivante :

- Blé, 19 millions de q (60%)
- Orge, 13 millions de q (40%)

Ce progrès est principalement imputable aux rendements, avec toutefois de très gros écarts interannuels (pouvant aller de 1 à 5) du fait des conditions climatiques. Pour la production agricole (blés et orge principalement), le défi posé dans plusieurs plans successifs de développement est d'augmenter fortement les surfaces et les rendements en céréales. Ainsi, la stratégie du «

Renouveau agricole et rural » lancée en 2010 vise une augmentation de la production de blé de 85%, avec, à l'horizon 2020, une quasi-autosuffisance en blé dur et une couverture des besoins nationaux en blé tendre à hauteur de 30%.

La croissance démographique et donc de la demande de céréales conduit à des importations massives représentant environ 75% des besoins nationaux (environ 6 millions de t par an dans les années 2000 et une facture de 4,2 milliards de dollars en 2012, soit près de 40% des importations agricoles). En 2012, la France était le premier fournisseur de l'Algérie en blé 33%, suivie de l'Argentine 27% et du Canada 12% (IPEMED, 2014).

L'écart important entre le niveau actuel de la consommation et celui de la production nationale conduit l'Algérie à importer de grosses quantités de céréales : 11 millions de tonnes en 2011, dont 68% de blé, 29% de maïs et 3% d'orge (ces deux derniers à destination d'alimentation animale). Pour le blé, il s'est agi en moyenne de 5,8 millions de tonnes par an entre 2000 et 2012, là encore avec d'importantes fluctuations en fonction de la pluviométrie locale (4,5 millions tonnes en 2001 et 7,8 millions tonnes en 2006).

1.3 La sélection et l'amélioration du blé

La production céréalière des zones pluviales sèches restait faible et très irrégulière dans l'espace et le temps (Ceccarelli, 2010 ; Menad et *al.*, 2011). La recherche d'une meilleure adaptation à la variation environnementale est devenue une nécessité pour stabiliser les rendements de ces régions (Kadi et *al.*, 2010 ; Meziani et *al.*, 2011). La variation des rendements est engendrée par la sensibilité des nouveaux cultivars aux divers stress qui caractérisent le milieu de production (Mekhlouf et *al.*, 2006 ; Chenafi et *al.*, 2006). Richards et *al.*, (2007) suggèrent, dans ce contexte, que les approches physiologiques sont recommandées lorsque la sélection cible de tels environnements.

L'objectif de la sélection est l'identification de nouvelles lignées qui portent un ensemble de caractéristiques désirables leur permettant d'être adoptées comme variétés agricoles, sans de grands risques pour les producteurs.

La sélection pour l'adaptation ou pour la tolérance aux stress abiotiques (de nature ionique, hydrique, thermique et lumineuse) suit plusieurs voies. Dont entre l'utilisation de la phénologie (Acevedo et *al.*, 1991), la morphologique (Hanson et *al.*, 1985; Sharma et Smith, 1986) et la physiologique (Farquhar et *al.*, 1994, Richards et *al.*, 1997, Araus et *al.*, 1998), ainsi que le comportement global de la plante vis à vis de la variation environnementale, telle que mesurée par les indices (Benmahammed et *al.*, 2010).

L'amélioration du rendement grain est généralement abordée de manière directe ou indirecte. La sélection directe utilise le rendement lui-même qui est mesuré après la mort de la plante.

La sélection indirecte utilise les composantes du rendement (Laala et *al.*, 2010). La sélection du rendement grain n'est efficace que si les conditions de milieu qui ont permis la réalisation d'un rendement grain donné, se répètent de façon régulière (Kadi et *al.*, 2010).

Les stress abiotiques qui caractérisent les régions arides et semi- arides sont représentés essentiellement par la sécheresse, les hautes températures de fin de cycle et la salinité. L'adaptation variétale recherchée l'est vis-à-vis de ces stress. La recherche de variétés résistantes, par des méthodes classiques, est longue et onéreuse (Baenziger et *al.*, 2006).

Au-delà de la sélection classique, les développements faits en matière de biotechnologies augmentent les alternatives de recherche en matière de résistance aux stress abiotiques (Lutts et *al.*, 1996).

La maîtrise de la culture in vitro rend aisé le screening sous des conditions plus contrôlées, que vu plusieurs études montrent que l'application d'agents abiotiques à des cellules végétales cultivées in vitro apporte des informations intéressante en ce qui concerne la tolérance à divers stress aussi bien biotiques qu'abiotiques (Bertin et *al.*, 1995 ; Baraket, 1996 ; Jain, 1997 ; Zalc et *al.*, 2004). De plus la maîtrise de la culture in vitro offre des possibilités d'utilisation d'autres techniques relevant du domaine des biotechnologies, telle que la transformation génétique (Zalc et *al.*, 2004).

2. Le stress oxydant

2.1. Le stress oxydant chez les plantes

Le stress oxydatif chez les plantes fait l'objet de très nombreuses revues bibliographiques (Bartosz, 1997; Van Breusegem et *al.*, 2001; Potters et *al.*, 2002; Schutzendubel, 2002; Blokhina et *al.*, 2003; Apel, 2004; Foyer, 2005; Pitzschke et *al.*, 2006; Wormuth et *al.*, 2007) et de plusieurs livres (Inze, 2001; Smirnoff et *al.*, 2005). Dans les systèmes biologiques, le stress oxydant est la conséquence d'un déséquilibre entre la production d'espèces réactives oxygénées (ERO) et leur destruction par des systèmes de défense antioxydants (Bonfont-Rousselot et *al.*, 2003). Les espèces réactives oxygénées (ERO) peuvent engendrer des dommages importants dans la structure et le métabolisme cellulaire en dégradant de nombreuses cibles : protéines, lipides et acides nucléiques (Pincemail et *al.*, 1999). Dans les conditions quotidiennes normales, les espèces réactives oxygénées (ERO) sont produites en faible quantité comme des médiateurs tissulaires ou des résidus des réactions énergétiques ou de défense, et cela sous le contrôle de systèmes de défense adaptatifs par rapport au niveau de radicaux présents. Dans ces conditions, on dit que la balance pro-oxydant/anti-oxydants est en équilibre. Cette dernière peut être rompue pour diverses raisons en faveur du système pro-oxydant, et est alors à l'origine d'un stress oxydant (Favier, 2003).

2.2. Sources de production des ROS

Chez les plantes, il existe plusieurs sources cellulaires d'espèces réactives de l'oxygène localisées à divers endroits de la cellule, et qui sont produites de façon permanente durant le métabolisme normale et durant les périodes de stress. Ces sources incluent :

2.2.1 Les chloroplastes

A la lumière, les ROS sont produits majoritairement dans les chloroplastes. Les différents types de processus liés à cette production sont étroitement associés à la photosynthèse. Ils font intervenir le photosystème I qui permet la photoréduction directe de l'oxygène moléculaire, ainsi que les réactions liées au cycle respiratoire et faisant intervenir la Rubisco. Les radicaux superoxydes ainsi générés au niveau du chloroplaste sont rapidement convertis en H₂O₂ par les CuZn-superoxyde dismutases. Enfin, durant la photosynthèse, l'oxygène singulet est continuellement produit par le photosystème II. Au cours de stress lumineux entraînant la photoinhibition du photosystème II, la production d'oxygène singulet augmente de façon drastique.

2.2.2 La mitochondrie

La réduction de l'oxygène moléculaire par les cytochromes respiratoires s'accompagne d'une formation parallèle d'environ 2% d'anion superoxyde, d'H₂O₂ et éventuellement de radicaux HO·. La production mitochondriale de ROS dépend fort logiquement de la disponibilité en oxygène. Chez les mammifères, les mitochondries sont la source majeure de ROS dans la cellule. Leurs contributions chez les plantes sont plus faibles, sans doute du fait de la présence de l'alternative oxydase (AOX). Celle-ci catalyse la réduction de l'oxygène moléculaire par l'ubiquinone, et entre de ce fait en compétition avec les cytochromes pour la consommation d'électrons. L'hypothèse de l'implication de l'AOX dans la réduction de la production de ROS par les mitochondries est notamment supportée par le fait que l'H₂O₂ induit l'expression de ces enzymes (Apel, 2004).

Par ailleurs, la formation du NO suite à la réduction du nitrite via une nitrite réductase a été montrée comme dépendante du transport d'électrons mitochondrial (Planchet et *al.*, 2005). Toutefois, cette voie de biosynthèse du NO semble être localisée dans les racines, où la tension en oxygène est faible (Gupta et *al.*, 2005).

2.2.3 Les peroxyosomes

Les peroxyosomes sont des micro-granules habituellement sphériques délimitées par une bicouche lipidique unique. Les peroxyosomes sont des organites intracellulaires avec un métabolisme de type essentiellement oxydatif et sont probablement un des principaux sites de

production de ROS intracellulaires (Nyathi, 2006), avec les mitochondries et les plastes. Plusieurs études ont clairement montré que les peroxysomes chez les plantes ont des caractéristiques distinctes par rapport à d'autres organismes, bien qu'ils partagent certaines caractéristiques communes comme la détoxification de H_2O_2 par la catalase. L'une des caractéristiques remarquables des peroxysomes chez les plantes est la plasticité de leurs fonctions. Les peroxysomes sont connus pour se différencier en fonction du type cellulaire. Par conséquent, ils sont subdivisés en trois catégories différentes, à savoir les glyoxysomes, les peroxysomes foliaires et les peroxysomes non spécialisés. Les glyoxysomes sont présents dans les cellules des organes de stockage, tels que l'endosperme et les cotylédons, au cours de la croissance post-germinative de plantes oléagineuses, ainsi que dans les cellules des organes sénescents (Beevers, 1982; Nishimura *et al.*, 1996). Ils jouent un rôle important dans le métabolisme lipidique. Comme les mitochondries et les chloroplastes, les peroxysomes produisent les radicaux $O_2^{\bullet-}$ en raison de leur métabolisme. Deux sites de génération d' $O_2^{\bullet-}$ sont établis dans les peroxysomes. Le premier se situe dans la matrice des organites, où la xanthine oxydase (XOD) catalyse l'oxydation de la xanthine et l'hypoxanthine en acide urique. Le deuxième site est dans la membrane des peroxysomes, où une petite chaîne de transport d'électrons, composée d'une flavoprotéine à NADH et du cytochrome b, produit le radical $O_2^{\bullet-}$. La monodéhydroascorbate réductase (MDHAR) participe également à la production $O_2^{\bullet-}$ au niveau des membranes des peroxysomes. Les principaux processus métaboliques responsables de la production de H_2O_2 dans différents types de peroxysomes sont la réaction photorespiratoire de la glycolate oxydase, la β -oxydation des acides gras (del Rio *et al.*, 2006), la réaction enzymatique des oxydases flavine, et la dismutation du radical $O_2^{\bullet-}$. Il a été démontré que les radicaux NO sont également produits dans les peroxysomes (del Rio *et al.*, 2004; Corpas *et al.*, 2009).

2.2.4 Le cytosol

Diverses réactions enzymatiques peuvent produire des radicaux superoxydes et du peroxyde d'hydrogène dans le cytosol. Chez les organismes aérobies, l'anion superoxyde et le peroxyde d'hydrogène sont formés par la voie des pentoses phosphates, ainsi que dans le catabolisme des acides aminés et des acides gras. Le monoxyde d'azote peut être synthétisé par le nitrate réductase cytosolique. D'une manière générale, toute réaction biochimique faisant intervenir l'oxygène moléculaire est susceptible d'être à l'origine d'une production de ROS.

2.2.5 L'apoplaste et la membrane plasmique

Les ROS sont également produits au niveau de la membrane plasmique ou au niveau extracellulaire dans l'apoplaste chez les plantes par plusieurs enzymes. Parmi lesquelles sont notamment impliquées les NAD(P)H oxydases, les peroxydases dépendantes du pH de la paroi

cellulaire, les lipoxygénases, et dans une moindre mesure diverses oxydases extracellulaires (oxalate ou germinine-like oxydases, amine-oxydases, xanthine oxydases) (Bolwell and Wojtaszek, 1997).

a. Les peroxydases

Les peroxydases de la paroi cellulaire sont activées à un pH alcalin et catalysent l'oxydation du NAD(P)H pour permettre la formation d'anion superoxyde puis du H₂O₂. Ainsi, l'alcalinisation de l'apoplaste lors de la reconnaissance d'éliciteur précède la stimulation du métabolisme oxydatif et la production de H₂O₂ par une peroxydase (Bolwell, 1997). De nombreuses peroxydases sont localisées au niveau apoplastique, et sont liées de façon covalente ou ionique aux polymères de la paroi (Apel, 2004).

b. Les lipoxygénases

Les lipoxygénases sont quant à elles souvent à l'origine de la synthèse de radicaux libres et libèrent des formes actives d'oxygène par hydroperoxydation d'acides gras tels que l'acide linoléique et l'acide linoléique. Les peroxydes lipidiques libérés lors de ces réactions serviraient de précurseurs à la synthèse de l'acide jasmonique.

c. La NADPH oxydase

La NADPH oxydase possède un rôle majeur dans la mise en place du burst oxydatif chez les plantes. Elle catalyse l'oxydation du NADPH selon la réaction :

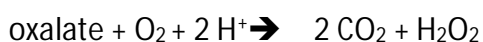


Les électrons sont transférés du NADH cellulaire à l'oxygène extracellulaire. L'anion superoxyde relargué à l'extérieur de la cellule est rapidement dismuté en peroxyde d'hydrogène. L'utilisation d'inhibiteurs de NADPH oxydases de mammifère, le diphenyliodonium (DPI), permet de bloquer le burst oxydatif après élicitation dans différents systèmes végétaux (Levine et al., 1994; Jabs et al., 1997; Jiang, 2003). Les gènes codant pour des homologues à la sous-unité gp91phox de la NADPH oxydase de mammifère ont été clonés. Ces homologues alors dénommés RBOH pour respiratory burst oxidase homologue, sont rencontrés chez le riz (Groom et al., 1996), *Arabidopsis thaliana* (Desikan et al., 1998), la tomate (Amicucci et al., 1999), la pomme de terre (Yoshioka et al., 2001), le tabac (Simon-Plas et al., 2002) et le maïs (Lin et al., 2009). Ces isoformes végétales ont toutes la particularité de posséder une extension N-terminale cytosolique ayant deux motifs EF-hands permettant la fixation du Ca²⁺ (Torres, 2005). Ces enzymes seraient impliquées dans l'activation de réponses de défense chez les plantes. Chez *Arabidopsis*, trois

groupes ont été distingués selon l'expression des transcrits dans la plante, ceux présents dans toute la plante (Atrboh D et F), dans les racines (Atrboh A, B, C, E, G et I), et dans le pollen (Atrboh H et J) (Sagi, 2006; Glyan'ko, 2010). De plus, l'utilisation d'anticorps dirigés contre les autres sous-unités de NADPH oxydase de mammifères a permis de mettre en évidence des protéines de tailles similaires dans des extraits de plantes (Dwyer et *al.*, 1996; Xing et *al.*, 1997; Desikan et *al.*, 1998). Pourtant, aucun gène codant pour ces sous-unités n'a depuis été identifié chez les plantes, et leur présence n'a pas été révélée dans le génome d'*Arabidopsis thaliana*.

d. Les autres oxydases

La germine ou oxalate oxydase est une autre enzyme capable de produire des ROS chez l'orge et le blé (Dumas et *al.*, 1995; Zhang et *al.*, 1995; Requena, 1999). Deux gènes codant pour cette enzyme ont été identifiés chez l'orge (Zhou et *al.*, 1998). Les transcrits et l'activité de cette enzyme sont fortement élicités chez l'orge après infection par un pathogène (Wei et *al.*, 1998). L'expression transitoire de ce gène confère une résistance aux pathogènes chez la tomate (Walz et *al.*, 2008) et au stress oxydatif chez le tabac (Wan et *al.*, 2009). L'acide oxalique est une toxine sécrétée par différents Ascomycètes phytopathogènes, et apparaît comme un élément essentiel dans la pathogénie de ceux-ci (Zhou, 1999; Cessna et *al.*, 2000). En effet, l'oxalate par son acidité (Bateman, 1965) peut d'une part, être toxique pour la plante et d'autre part, peut favoriser l'activité de plusieurs enzymes sécrétées par des champignons lors de l'invasion des tissus de la plante car leur activité est maximale à pH faible. De plus, l'acide oxalique est capable de supprimer le burst oxydatif induit lors de l'infection par *Sclerotinia* et de chélater les ions calcium neutralisant ainsi les réponses de défenses de la plante (Cessna et *al.*, 2000).



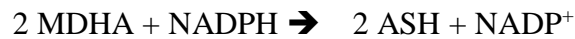
2.3 Mécanismes de défense contre le stress oxydatif

La plante réagit au stress en mettant en œuvre diverses stratégies de défense, constitutives ou induites. La plante perçoit un stimulus qui engendre l'émission de signaux. Ceux-ci sont transmis à l'intérieur de la cellule déclenchant l'activation de gènes codant pour des enzymes du métabolisme secondaire pour synthétiser diverses molécules de défense. (Kangasjarvi et *al.*, 1994; Pell et *al.*, 1997; Noctor et *al.*, 1998).

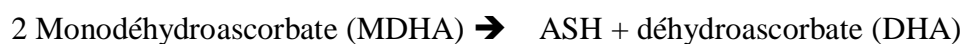
Chez les plantes, les ROS sont donc produits en permanence et résultent des sous-produits métaboliques de diverses voies localisées dans différents compartiments cellulaires (Noctor, 1998). Du fait de leur forte réactivité et toxicité, ces molécules sont prises en charge par différents systèmes antioxydants qui sont souvent présents dans des compartiments particuliers. Les systèmes antioxydants existant chez les plantes sont essentiellement constitués de métabolites de

faibles poids moléculaires tels que l'acide ascorbique (ASH), la glutathion (GSH), des composés phénoliques, des alcaloïdes, des acides aminés non protéiques, l'O₂^{•-} tocophérol, les caroténoïdes et les flavonoïdes. Ces métabolites sont associés à différents systèmes enzymatiques participant à la reconstitution des molécules antioxydantes,

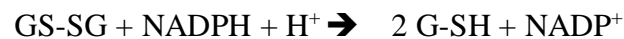
- la réductase monodéhydroascorbate (MDHAR) :



- la réductase déhydroascorbate (DHAR) :



- la glutathion réductase (GR) :



Ou bien des enzymes participant à la prise en charge des ROS comme :

- la superoxide dismutase (SOD) : $\text{O}_2^{\bullet-} + \text{O}_2^{\bullet-} + 2 \text{H}^+ \rightarrow \text{H}_2\text{O}_2 + \text{O}_2$
- l'ascorbate peroxydase (APX) : $2 \text{ASH} + \text{H}_2\text{O}_2 \rightarrow 2 \text{MDHA} + \text{H}_2\text{O}$
- la glutathion peroxydase (GPX) : $2 \text{GSH} + \text{H}_2\text{O}_2 \rightarrow \text{GS-SG} + 2 \text{H}_2\text{O}$
- peroxydase guaiacol (GPX) : $4 \text{guaiacol} + 4 \text{H}_2\text{O}_2 \rightarrow \text{Tetraguaiacol} + 8 \text{H}_2\text{O}$
- la catalase (CAT) : $\text{H}_2\text{O}_2 \rightarrow \text{H}_2\text{O} + \frac{1}{2} \text{O}_2$

Ces systèmes antioxydants travaillent de concert pour réguler la production de ROS et protéger ainsi les cellules végétales contre les dommages oxydatifs. Il est important de noter que si les ROS peuvent avoir une action dommageable, ils peuvent aussi avoir un rôle de signalisation. Ceci dépend de l'équilibre délicat entre la production de ROS et la détoxification au niveau spatial et temporel (Gratao *et al.*, 2005). Cet équilibre peut être perturbé par un certain nombre de facteurs, notamment environnementaux. À la suite de ces perturbations, les niveaux intracellulaires de ROS peuvent rapidement augmenter. L'augmentation rapide de la concentration des ROS correspond au « burst oxydatif ».

2.4 Principaux stress environnementaux auxquels les plantes sont confrontées

De nombreuses situations de stress biotique ou abiotique peuvent être à l'origine de l'introduction ou de la production des ERO dans la cellule végétale :

2.4.1 Stress biotique

De nombreux agents pathogènes pénètrent dans la plante, soit par voie mécanique en forçant la résistance physique des barrières histologiques, soit par l'excrétion d'enzymes dégradant la cuticule. Le végétal attaqué peut alors répondre par des réactions qui limitent la pénétration du parasite, par exemple lignification des parois, ou en sécrétant diverses substances chimiques ; soit toxiques pour le parasite (polyphénols, phytoalexines, dérivés de phénylalanine, etc.), soit inhibitrices de protéases, amylases, cellulases, etc., qui privent le parasite de la possibilité de se nourrir en dégradant la plante hôte (Laval-Martin, 1995).

2.4.2 Stress abiotique

Plusieurs stress abiotiques peuvent à l'origine du stress oxydatif, parmi ces stress, le stress aux UV, le stress thermique, le stress par déficit hydrique, le stress aux métaux lourds, etc.

3 Le stress salin

Les sels (des sols et de l'eau) ont été reconnus comme un problème depuis des milliers d'années, ils ont été identifiées comme un processus majeur de la dégradation des terres, particulièrement dans les régions arides et semi-arides où il n'y a pas suffisamment de pluie pour lessiver les sels au-delà de la zone racinaire (Miller, 1995).

La salinisation est définie par la FAO (2001), comme un enrichissement en sels solubles de la surface et de la tranche supérieure du sol lorsque la salinité dans les 20 cm sommitaux dépasse 1 à 2% (20g de sel par Kg de sol).

Il est estimé, à partir de diverses données disponibles que : Le monde perd au moins 3 ha de terres arables chaque minute à cause de la salinité du sol. (IPTRID, 2006). D'après Mermoud (2006), la salinisation occasionne des effets nocifs sur les végétaux et le sol ; il s'ensuit une diminution des rendements et, à terme, une stérilisation du sol. Les sels les plus fréquents sont des chlorures, des sulfates, et des carbonates de sodium.

3.2 Les causes de la salinisation des sols

Les causes de phénomène de salinisation des sols sont multiples. Cependant, le critère d'identification pour chaque mode de salinisation est évidemment son origine. En effet, la connaissance de l'origine de la salure, du dynamisme de cette salure dans le sol et de la nature des composés chimiques qui la constituent, restent nécessaires pour l'amélioration des terrains salés.

3.2.1 Salinisation géologique (primaire)

La source principale de sels dans le sol, sont les minéraux naturels de la croûte terrestre (Bryssine, 1961). En effet, durant le processus d'altération chimique, qui implique hydrolyse, hydratation, solution, oxydation et carbonatation, les sels sont libérés progressivement avant de subir une solubilisation. Cependant les causes premières de salure sont fréquemment éloignées dans l'espace, du territoire prospecté (Gaucher, 1974) : dans la plupart des cas, les sels sont apportés au sol par l'eau qui contient des sels solubles dont la nature et la concentration dépendent des matériaux géologiques avec lesquels l'eau a été en contact (Ussl, 1954).

3.2.2 Salinisation par les eaux

L'étude pédologique nous a montré que la plupart des sols irrigués sont affectés par la salinité. Cette dernière est liée à la salinité de l'eau d'irrigations (**Tableau 3**). Généralement, ce sont les eaux de surface et les eaux de nappe souterraine qui constituent les principales sources de sels affectant l'agriculture irriguée. Concernant l'eau d'irrigation, le degré avec lequel s'opère la salinisation dépend de deux facteurs :

La composition de cette eau, qui à son tour est fonction de la teneur en sel du sol et des matériaux géologiques avec lesquels elle a été en contact.

Le bilan entre l'apport d'eau d'irrigation à la surface du sol et le déplacement de l'eau de drainage de la limite intérieure du profil.

En outre, les nappes des zones arides et semi-arides véhiculent des eaux souvent chargées en sels solubles, la source la plus importante de ces sels reste l'eau d'irrigation. Ainsi l'augmentation du niveau de la nappe phréatique, due à l'irrigation, favorise l'accumulation des sels en surface et ce, suite à une évapotranspiration intense.

3.2.3 Conditions climatiques de la salure

Les climats comportent deux caractéristiques qui s'ajustent parfaitement aux mécanismes de la mobilisation et de l'accumulation du salant (Gaucher, 1974) :

Un régime irrégulier des précipitations avec une dominance des averses brutales qui sont séparées par des périodes de sécheresse : ce mécanisme de mobilisation du salant est assuré par les averses, qui peuvent éventuellement détacher des matériaux solides salés à partir des gisements originels et les transporter par ruissellement. Ces eaux vont par la suite s'accumuler dans des zones de dépression et causer ainsi une remontée du niveau phréatique.

Une saison sèche prolongée, pendant laquelle la chaleur et l'insolation provoquent une évaporation intense : ce mécanisme s'opérant en période sèche, il est le résultat d'une évaporation qui provoque l'ascension du salant par remonter capillaire.

Tableau 3. Classification de l'eau (maillard, 2001)

<i>Classe</i>	<i>EC en dS/m</i>	<i>Concentration en sels totale en mg/l</i>	<i>Type d'eau</i>
Non saline	< 0,7	< 500	Eau potable et irrigable
Légèrement saline	0,7 - 2	500 - 1500	Eau d'irrigation
Modérément saline	02 - 10	1500 - 7000	Première eau de drainage et eau souterraine
Très saline	10 - 25	7000 – 15 000	Seconde eau de drainage et eau souterraine
Très fortement saline	25 - 45	15 000 – 35 000	Eau souterraine très salée
saumure	> 45	> 45 000	Eau de mer

Tableau 4. Indice de salinité de certains engrais (Tisdal et al., 1985)

Engrais	Indice de salinité globale
Ammonitrates	104,7
Sulfates d'ammonium	69
Urée	75,4
Superphosphate simple	7,8
Superphosphate triple	10,1
Chlorure de potasse	116,3
Sulfate de potasse	46,1
Diammonium phosphate	29,2
Moammonium phosphate	34,2
Potassium nitrate	73,6

3.2.4 Salinisation par les fertilisant

À cause de leurs indices de salinité très élevés, des fertilisants comme les nitrates et les engrais potassiques tel que le chlorure de potasse induisent la réduction de la perméabilité du sol et l'accumulation des sels (**Tableau 4**).

Le terme « *indice de salinité* » s'applique à l'impact d'un élément en solution dans un sol par rapport au nitrate de sodium, qui est le point de référence 100. Il indique l'aptitude d'un engrais à « brûler » quand il est en contact avec la graine dans le sol, car certains éléments fertilisants placés près des graines ou au pied des plantes augmentent la pression osmotique de la solution du sol et par voie de conséquence provoquent des pertes sévères de récolte.

Les averses, qui peuvent éventuellement détacher des matériaux solides salés à partir des gisements originels et les transporter par ruissellement. Ces eaux vont par la suite s'accumuler dans des zones de dépression et causer ainsi une remonté du niveau phréatique.

Une saison sèche prolongée, pendant laquelle la chaleur et l'insolation provoquent une évaporation intense : ce mécanisme s'opérant en période sèche, il est le résultat d'une évaporation qui provoque l'ascension du salant par remonter capillaire.

3.3 La classification des sols

Basé sur la concentration en sel et le rapport $Na / (Ca+Mg)$, les sols ont été classifiés comme salin, sodique ou salin-sodique. La concentration totale en sels est habituellement mesurée par la conductivité électrique (*CE*) dans les unités de $dS m^{-1}$, où $1 dS m^{-1}$ est approximativement égal à une concentration de 10 mM du sel qui dissocie en deux ions monovalents quand ils sont en solution (par exemple NaCl) (**Tableau 5**). Le « US Salinity Laboratory Staff » en 1954 a proposé le seuil de $4 dS m^{-1}$ pour définir un sol salin (Essington, 2004). Des sols sodiques sont définis comme sols qui ont un rapport d'adsorption de sodium (Sodium Absorption Ration ou *SAR*) supérieur à 15. Le *SAR* est calculé comme suit (Cramer, 2002):

$$SAR = [Na^+] / [Ca^{+2} + M^{+2}]^{1/2}.$$

3.4 Les plantes et le stress salin

3.4.1 La classification des plantes selon leur tolérance à la salinité

L'eau est une source indispensable pour les végétaux. Sa présence est une condition incontournable pour que toute la plante puisse se développer et assurer ses fonctions physiologiques vitales (Calu, 2006). Cependant, cette ressource n'est pas toujours facile d'accès dans le sol, suivant le milieu naturel. Ainsi les plantes présentes sur des surfaces sèches ou salées vont se retrouver exposées à un stress hydrique important, contre lequel elles devront lutter pour survivre. Dans le cas d'un

Tableau 5. Classe de la salinité des sols (Maillard, 2001)

Classe	Conductivité de l'extrait de sol saturé (dS/m)
Non salins	0-2
Légèrement salins	2-4
Modérément salins	4-8
Fortement salins	8-16
Très fortement salin	>16

stress salin, une double problématique se pose à l'organisme végétal : d'un côté la présence du sel, en abaissant le potentiel hydrique du sol, menace l'approvisionnement en eau de la plante. De l'autre, l'absorption du sel dans les tissus menace le bon fonctionnement physiologique des cellules. Suivant la production de biomasse des végétaux en présence de sel, quatre grandes tendances ont été discernées (**Figure 1**).

Suivant la production de biomasse des végétaux en présence de sel, quatre grandes tendances ont été discernées :

a. Les halophytes vraies

Dont la production de biomasse est stimulée par la présence de sels. Ces plantes présentent des adaptations poussées et sont naturellement favorisées par ces conditions : *Salicornia europaea*, *Suaeda maritima*...

b. Les halophytes facultatives

Montrant une légère augmentation de la biomasse à des teneurs faibles en sels : *Plantago maritima*, *Aster tripolium* (Calu, 2006).

c. Les non-halophytes résistantes

Supportant de faible concentration de sel : *Hordeum sp* (Calu, 2006).

d. Les glycophytes

Sensibles à la présence de sel : *Phaseolus vulgaris*, *glycine max*...

La réduction dans le taux de la chlorophylle observé avec l'intensité du stress salin pourrait être attribuée aux conditions dans lesquelles se trouvent les stomates car durant le stress salin, la concentration du CO₂ diminue dans le chloroplaste à cause de la réduction dans la conductance stomatique (Gama et al., 2007).

La grande majorité des stress salins est provoquée par des sels de Na⁺, particulièrement le NaCl. De ce fait, les termes halophytes et glycophytes font essentiellement référence aux stress provoqués par un excès de Na⁺ (plus exactement, on devrait parler de plantes natrophyles ou natrophobes). Une plante halophyle obligatoire ne peut pas se développer sans un excès de sel de tolérance (sensibles à tolérantes) et de salinité (CE de 2 à 12 dS m⁻¹) sont regroupées les espèces dont la croissance est réduite de moins de 10%.

Ainsi, il a été démontré que les plantes supérieures, incluant glyco- et halophytes, n'ont pas un métabolisme tolérant aux excès de sel même si certains organismes montrent une bonne croissance dans de l'eau de mer (Flowers, 1972 ; Greenway, 1972). L'avantage essentiel des halophytes sur les glycophytes réside dans la gestion des ions en excès dans l'organisme. Alors

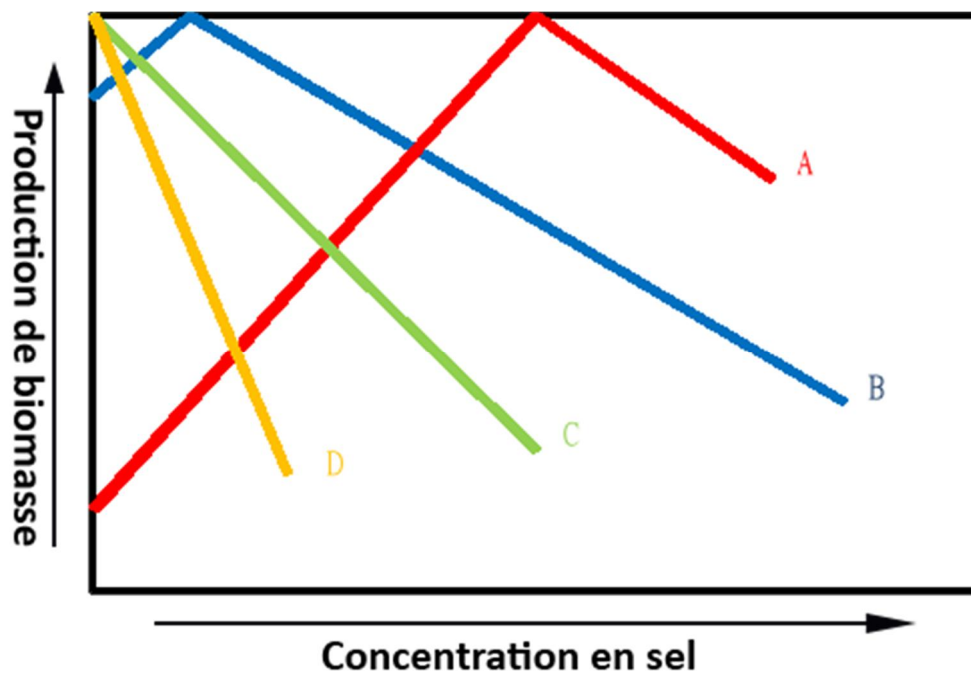


Figure 1. Production de biomasse de différents groupes de plantes suivant la salinité (Hagemeyer, 1996)

qu'une plante halophile facultative se développera normalement dans des conditions non stressantes. À l'inverse, une plante glycophyle obligatoire ne se développera jamais en présence d'un excès de sels (Levitt, 1980). Les plantes peuvent être regroupées dans des classes de tolérance tel que décrit dans Brady (2002) : dans chaque classe, désignée par un niveau.

3.4.2 Comportement des végétaux vis-à-vis un stress salin

La salinité du sol ou de l'eau est causée par la présence d'une quantité excessive de sels. Généralement un taux élevé de Na^+ et Cl^- cause le stress salin. Les conséquences d'un stress salin peuvent résulter de trois types d'effets que le sel provoque chez les plantes :

- **Le stress hydrique** : une forte concentration saline dans le sol est tout d'abord perçue par la plante comme une forte diminution de la disponibilité en eau. Cela nécessite un ajustement osmotique.

- **Le stress ionique** : en dépit d'un ajustement osmotique correct, la toxicité ionique survient lorsque l'accumulation de sels dans les tissus perturbe l'activité métabolique.

- **Le stress nutritionnel** : des concentrations salines trop fortes dans le milieu provoquent une altération de la nutrition minérale. En particulier, vis-à-vis des transporteurs ioniques cellulaires, le Sodium entre en compétition avec le Potassium et le Calcium, les chlorures avec le nitrate, le phosphate et le sulfate (Levigneron et *al.*, 1995).

Cet état hydrique altéré conduit à une croissance réduite et limitation de la productivité végétale. Depuis que le stress salin implique aussi bien le stress osmotique qu'ionique (Hayashi, 1998), l'arrêt de la croissance est directement relié à la concentration des sels solubles ou au potentiel osmotique de l'eau du sol (Greenway, 1980).

La salinité est un facteur environnemental très important qui limite la croissance et la productivité (Allakhverdiev et *al.*, 2000). Durant le début et le développement du stress salin à l'intérieur de la plante, tous les processus majeurs tels que : la photosynthèse, la synthèse des protéines, le métabolisme énergétiques sont affectés. La première réponse est la réduction de la vitesse d'extension de la surface foliaire, suivi par l'arrêt de l'extension avec l'intensification du stress (Parida, 2005).

a. Les effets du stress salin sur la germination

La germination est régulée par des caractéristiques génotypiques mais aussi par les conditions environnementales et, en particulier, par la disponibilité de l'eau dans le sol et la présence de sel (Sharma, 1973). Ainsi, la germination des graines est le stade le plus sensible aux stress salin et hydrique (Boulghalagh et *al.*, 2006). On peut considérer que la plupart des plantes sont plus sensibles à la salinité durant leurs phases de germination et de levée (Maillard, 2001).

Parmi les causes de l'inhibition de la germination en présence de sel, la variation de l'équilibre hormonal a été évoquée.

Plusieurs auteurs ont montré un retard de la germination causé par la salinité chez plusieurs espèces (Ndour, 2000; Boulghalagh et *al.*, 2006, Benata et *al.*, 2006), même chez des espèces halophytes (Debez et *al.*, 2001; Bajji et *al.*, 2002; Belkhodja, 2004; Bouda et *al.*, 2006 ; Rahmoune et *al.*, 2008) .

La réduction du potentiel osmotique de la solution du sol empêche l'imbibition de la graine suite à une diminution des activités enzymatiques et une forte absorption de Na^+ par rapport à K^+ , ce qui conduit à une toxicité embryonnaire et un retard dans les processus métaboliques (Hsiao et *al.*, 1976, Oertli ,1976).

b. L'action du sel sur la croissance et le développement

Les effets de la salinité sur la croissance des plantes varient en fonction du type de salinité, de la concentration du sel, de l'espèce, de la variété, de l'organe de la plante, ainsi que de son stade végétatif (Levigneron et *al.*, 1995).

Les effets de la salinité se manifestent principalement par une diminution de la croissance de l'appareil végétatif, caractérisé par la faible ramification, un faible diamètre des organes, un nombre réduit des nœuds et les réductions du nombre de feuilles et de la longueur de la tige et par conséquent l'augmentation du rapport racine/tige. Une baisse des poids de matières fraîche et sèche est aussi démontrée (Rush et *al.*, 1981). Une réduction de la croissance de la partie aérienne est la première réponse observée des glycophytes à l'augmentation de la salinité au niveau des racines ; il s'agit de l'effet destructif le plus significatif en cas d'une exposition prolongée à la salinité.

Le chlorure de sodium inhibe la croissance des racines des glycophytes, qu'elles soient réputées très sensible à la salinité, moyennement sensible ou plutôt tolérantes. Néanmoins, cette inhibition est généralement moins marquée que celles des parties aériennes. C'est ainsi qu'une concentration élevée de sodium (Na^+) et des chlorures (Cl^-) peut être toxique aux plantes avec pour résultat une inhibition de la croissance.

Une grande partie des pertes de croissance est aussi attribuée à l'accumulation ionique au niveau des feuilles. Cette accumulation est alors capable de gêner et de troubler l'activité enzymatique et les processus métaboliques. La croissance peut être freinée au milieu salin par un approvisionnement limité en éléments minéraux indispensables tels que le potassium (K^+) et les nitrates (NO_3^-) (Bois, 2005).

c. L'effet de la salinité sur l'anatomie de la feuille

La salinité cause une augmentation de l'épaisseur de l'épiderme, l'épaisseur du mésophylle, la longueur des cellules palissadiques le diamètre des cellules palissadiques dans les feuilles de l'haricot, du coton et de l'atriplex (Longstreth, 1979). La salinité réduit aussi l'espace intercellulaire dans les feuilles (Delphine et *al.*, 1998).

L'épaisseur du mésophylle et de l'épiderme ainsi que l'espace intercellulaire diminuent significativement dans les feuilles traitées avec le NaCl de la mangrove *B. parviflora* (Parida, 2005). Le stress salin cause :

- le développement de la vacuolisation et un gonflement partiel du réticulum endoplasmique.
- le gonflement de la mitochondrie.
- la vésiculation et la fragmentation du tonoplaste.
- la dégradation du cytoplasme par le mélange de la matrice cytoplasmique et vacuolaire des feuilles de la patate douce (*Ipomoea batatas*) (Mitsuya et *al.*, 2000).

d. L'effet de la salinité sur l'eau dans la plante

Le potentiel hydrique et le potentiel osmotique des plantes deviennent de plus en plus négatifs avec l'augmentation de la salinité ainsi que la pression de la turgescence (Romeroaranda et *al.*, 2001).

Dans les conditions de concentrations élevées de salinité accrue, le potentiel hydrique de la feuille et la vitesse d'évaporation diminuent significativement chez l'halophyte *S. salsa* alors qu'il n'y a pas de changement dans le contenu relatif en eau (Lu et *al.*, 2002).

e. L'effet de la salinité sur les pigments photosynthétiques et les protéines

Le taux de la chlorophylle et des caroténoïdes des feuilles diminue en général sous les conditions de stress salin. Les feuilles les plus âgées commencent à développer une chlorose et finissent par tomber pendant une période prolongée de stress salin (Agastian et *al.*, 2000). Par contre, Wang (2000) ont rapporté que le contenu de la chlorophylle augmente sous les conditions de salinité chez *Amaranthus*. Chez *Grevilea*, la protochlorophylle, la chlorophylle et les caroténoïdes diminuent significativement sous le stress salin, mais la vitesse du déclin de la protochlorophylle, la chlorophylle est plus importante que celle de la chlorophylle *a* et les caroténoïdes. Les pigments anthocyanines augmentent significativement dans ce cas de stress salin (Kennedy, 1999).

Le contenu des protéines solubles des feuilles diminue en réponse à la salinité (Parida et *al.*, 2002). Agastian et *al.*, (2000) ont rapporté que les protéines solubles augmentent à des niveaux bas de salinité et diminuent en hautes concentrations de salinité chez les mûres.

f. L'effet de la salinité sur le taux des ions

L'absorption des hautes concentrations de *NaCl* engendre une compétition avec l'absorption d'autres ions, spécialement le K^+ , ce qui conduit à une déficience en K^+ . Le traitement accru de *NaCl* induit une augmentation dans le taux du Na^+ et Cl^- et une diminution dans le taux du Ca^{+2} , K^+ et le Mg^{+2} chez de nombreuses plantes (Khan, 2001). La salinité fait augmenter le contenu de Na^+ , Ca^{+2} et Cl^- chez *Vicia faba* et le rapport K^+/Na^+ diminue (Gadallah, 1999)

L'accumulation des ions Na^+ affecte l'absorption de K^+ et ceci en fonction de la concentration du premier élément, cependant, la présence de Na^+ en faible concentration peut augmenter l'absorption de K^+ , tandis qu'une concentration élevée en Na^+ diminue l'absorption de K^+ chez le riz (Levitt, 1980) et la canne à sucre (Nimbalkar, 1975). Cette absorption peut même s'arrêter complètement chez le haricot (Hamza, 1977) et le laurier rose (Hajji, 1980) cultivés en présence de chlorure de sodium (*NaCl*) à 12 g.l⁻¹.

g. L'effet de la salinité sur les enzymes antioxydantes

En cas de stress biotique ou abiotique, on observe chez les plantes une production rapide et massive d'espèces réactives de l'oxygène. De nombreuses études ont été menées, notamment chez les plantes, afin de préciser quels facteurs entraînent ce phénomène.

De nombreuses conditions environnementales ont ainsi été définies : la sécheresse, les stress thermiques (hautes et basses températures), l'exposition aux métaux lourds, aux ultraviolets, aux polluants aériens tels que l'ozone et le SO_2 , les stress mécaniques, les carences en nutriments, les attaques de pathogènes, la salinité et les fortes expositions à la lumière (Ben Naceur et *al.*, 2005).

Le stress salin cause un déficit hydrique comme conséquence à l'effet osmotique sur les activités métaboliques des plantes. Ce déficit hydrique cause un stress oxydatif à cause de la formation des espèces réactives de l'oxygène comme les superoxydes, les radicaux hydroxyles et peroxydes. Les espèces réactives de l'oxygène qui sont le produit des stress hyperosmotique et ionique causent des dysfonctionnements dans la membrane et la mort cellulaire (Bohnert, 1996). Les plantes se défendent contre ces espèces réactives de l'oxygène par l'induction de l'activité de certaines enzymes antioxydantes comme la catalase, la peroxydase, la glutathion réductase et le superoxyde dismutase, qui éliminent les espèces réactives de l'oxygène. L'activité des enzymes antioxydantes comme l'ascorbate peroxydase, la glutathion réductase, la mono-déshydro-ascorbate réductase (MDHAR) et la déshydroascorbate réductase (DHAR) augmentent sous les conditions de stress salin chez le blé alors que l'ascorbate total et le contenu de la glutathion diminuent (Hernandez et *al.*, 2000).

3.5 Les critères écophysologiques de tolérance des plantes à la salinité

Une plante cultivée sur sol riche en sel doit faire face à sa pénétration dans ses tissus, celui-ci est rejeté ou accumulé par les différents organes, tissus, cellules et compartiments cellulaires. Les ions chlorure (Cl^-) et sodium (Na^+) pénètrent via les racines, transportés par la sève xylémique jusqu'aux tiges et feuilles. Là, ils se trouvent :

- soit stockés (plantes de type *include*), les feuilles sont riches en (Na^+) que les tiges et les racines et le mécanisme de tolérance au sel est dû à la compartimentation des ions toxiques en particulier l'ion sodium dans la vacuole,
- soit au contraire ils sont très peu retenus dans leurs feuilles (plantes de type *exclude*) et cette accumulation décroît selon la séquence racines-tiges feuilles et ces ions sont alors revéhiculés par la sève phloémique jusqu'aux racines (Levigneon et *al.*, 1995, Denden et *al.*, 2005).

Deux types de comportement ont pour effet d'éviter la saturation en sel de l'apoplasme : l'influx et l'efflux des ions qui caractérisent aussi bien leur mobilité que leur circulation (**Figure 2**).

3.5.1 Vitesse d'influx des ions

Dans les plantes de type « *include* », le sodium est piégé et accumulé dans les cellules des parties aériennes, plus particulièrement dans leurs vacuoles (Hasegawa et *al.*, 2000).

Cependant, l'hypothèse la plus communément admise est que l'entrée de (Na^+) se fait contre son gradient électronique ; l'énergie nécessaire au transport de cet ion serait fournie par le gradient de protons engendré par la pompe à protons du tonoplaste. La vacuole se chargerait ainsi en sodium grâce à l'action d'un antiport sodium-proton Na^+/H^+ , lequel serait entretenu par le fonctionnement accéléré des pompes à proton Na^+/H^+ . L'existence d'un système d'échange Na^+/H^+ est largement signalé (Levigneron et *al.*, 1995). Il est alors admis que c'est la performance de stocker le sel dans les parties aériennes qui est déterminante dans le niveau de tolérance au sel des espèces.

3.5.2 Vitesse d'efflux des ions

Généralement, les glycophytes sensibles limitent le transport de Na^+ dans leurs organes aériens (Hasegawa et *al.*, 2000). Sur le plan interspécifique, Slama, (1986) a montré que les espèces incapables de transporter facilement le (Na^+) dans leurs feuilles sont nettement plus sensibles que les autres, car leur inaptitude à exporter le sodium (Na^+) peut être probablement considéré comme un caractère moins protecteur que le reflet d'une déficience des systèmes de compartimentation cellulaire.

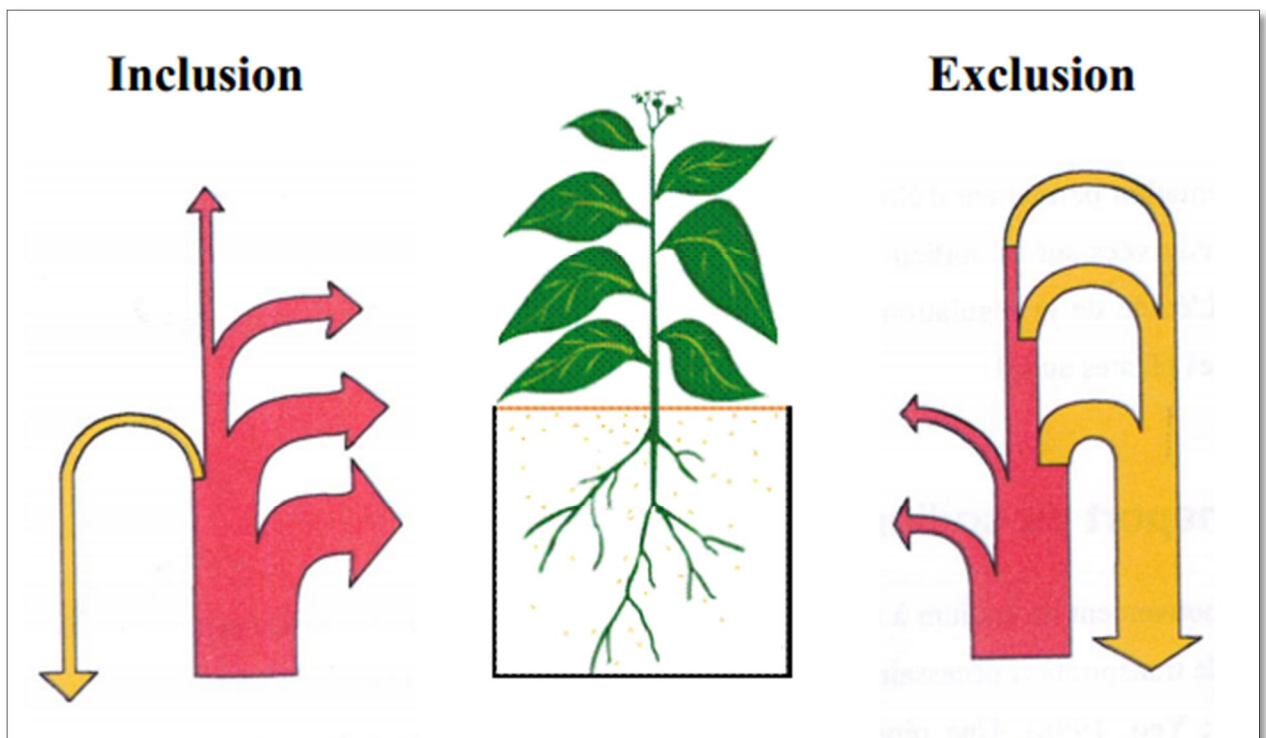


Figure 2. Illustration des stratégies 'inclusion' et 'exclusion' (Levigneron et *al.*, 1995)

Il est aussi indiqué que la capacité d'exclusion de (Na^+) et / ou (Cl^-) des tiges est bien corrélée au degré de tolérance au sel. La capacité d'exclusion de (Na^+) des parties aériennes est en accord avec la relation négative trouvée entre l'accumulation des ions toxiques (Na^+ et Cl^-) dans les feuilles et la croissance des parties aériennes de Tomate poussant en conditions salines.

Le maintien d'une faible concentration de (Na^+) dans les feuilles peut être dû à un mécanisme d'exclusion qui provoque une accumulation de (Na^+) dans les racines, évitant une translocation excessive aux tiges ; mais, il peut être aussi lié à une mobilité élevée du Na^+ dans le phloème. Cependant, certaines mesures physiologiques concordent pour suggérer l'existence d'une expulsion active du sodium cytoplasmique vers l'apoplasme ou vers la vacuole, protégeant ainsi les équipements enzymatiques du cytoplasme dans les organes aériens.

Il y a une évidence mondiale que la capacité d'exclure l'ion (Na^+) et l'ion (Cl^-) de jeunes feuilles est un attribut important d'arbres tolérants la salinité (Allen et *al.*, 1995 ; Bell, 1999 ; Rasanen, 2002).

3.5.3 Les critères de sélection

La sélectivité de (K^+) par rapport au (Na^+), est un critère physiologique important pour caractériser la tolérance au sel de plusieurs espèces. Le concept de sélectivité d'une plante paraît une fonction des besoins de chaque phase physiologique. Il y a une inégalité dans l'absorption de potassium et de sodium. L'absorption de (K^+) est plus forte que celle du (Na^+) d'après Mazliak (1981), la majorité des cellules ont un système d'exclusion active de sodium et un système d'absorption active de potassium pendant l'utilisation du mécanisme cellulaire " la pompe de sodium" (K^+) et (Na^+) sont présentés dans la forme d'antagoniste ou d'inhibition mutuelles des ions.

L'analyse des plantes montre qu'elles contiennent des proportions différentes d'éléments minéraux dont le contenu en potassium (K^+) dépasse pour une grande part les autres éléments (Rahmoune et *al.*, 2004). Cette importance est liée à son rôle fondamental dans la régulation des fonctions de la plante et la croissance végétative, en supportant la synthèse de sucres et leur transfert vers les parties de réserve, qui interviennent dans l'assimilation chlorophyllienne (Hellali, 2002 ; Skiredj, 2005 ; Snoussi et *al.*, 2005).

Le passage du sodium des racines vers les feuilles est un mécanisme de résistance à la salinité. Les espèces de tomate résistantes à la salinité dégagent facilement le sodium (Na^+) des racines vers la partie aérienne. Inversement, les espèces de la fève sensible à la salinité, le (Na^+) migre très lentement vers les tiges et les feuilles (Snoussi et *al.*, 2005). La régulation de la concentration en Na^+ et le niveau du rapport (K^+/Na^+), en association avec la tolérance au sel, ont été également rapportées par Sacher et *al.* (1983) et Weimberg, (1986). Les différences d'exclusion

de (Na^+) et de (Cl^-) existent entre les cultivars et les espèces. Par exemples, la haute tolérance au sel de certains cultivars de Blé, d'orge et d'agrumes est reliée à une restriction plus efficace du transport de (Na^+) et de (Cl^-) dans la partie aérienne tandis que dans les cultivars d'Haricot et de vigne, elle est principalement reliée à la restriction du transport de (Cl^-).

La rétention du (Na^+) dans les racines et la restriction de sa translocation à la partie aérienne paraît jouer également un rôle important dans la tolérance à la salinité des plantes sauvages. En général, les concentrations de (Ca^{+2}) et de (Mg^{+2}) dans les différentes parties de la plante, particulièrement dans les feuilles, sont faibles à une salinité élevée et une longue durée de traitement salin. Une faible diminution du contenu des feuilles en (Ca^{+2}) et (Mg^{+2}) sous un stress salin implique une haute tolérance au sel. Yeo (1983), chez le riz montre aussi que la diminution de la croissance des tiges et celle de la production observées en condition de salinité élevée, peuvent être expliquées non seulement par une grande quantité d'ion toxiques accumulés dans les feuilles, mais aussi par la diminution de (NO_3) dans les jeunes feuilles, tant que la sélectivité de (NO_3) par rapport au (Cl^-) dans les parties aériennes est corrélée avec la tolérance à la salinité, celle-ci est généralement liée à la capacité de régler l'absorption de (Na^+) et (Cl^-) par les racines et la translocation subséquente aux parties aériennes. Ce chercheur note aussi que les plantes sensibles « exclusives » se distinguent des plantes tolérantes « inclusives » par une forte sélectivité observée en faveur du (K^+) dans leurs feuilles. Au niveau des racines, ce sont au contraire, les plantes les plus résistantes qui présentent la plus forte sélectivité pour le (K^+).

3.5.4 L'ajustement osmotique et solutés compatibles dans les plantes

L'ajustement osmotique est un processus par lequel le potentiel hydrique de la plante peut être diminué sans être accompagné d'une baisse de la turgescence (Taiz, 1998). Turner et *al.*, (2000), défini l'ajustement osmotique comme une accumulation active de solutés par la plante en réponse au déficit hydrique croissant dans le sol et/ou 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 (**Tableau 6**), tel que les solutés compatibles dans le cytosol.

Les solutés compatibles, accumulées pendant l'ajustement osmotique, sont des composés très solubles qui ne portent aucune charge nette à pH physiologique, et sont non-toxiques à fortes concentrations intracellulaire et à plus hautes températures. Sous des conditions osmotiques défavorables, les solutés compatibles élèvent la pression osmotique dans le cytoplasme et stabilisent les protéines et les membranes (Yancey et *al.*, 1982, Csonka, 1989, McNeil et *al.*, 1999). Les mécanismes de l'osmoprotection des solutés compatibles sont supposés être en rapport avec

Tableau 6. Les composés osmoprotecteurs accumulés chez les plantes en conditions de stress salin et hydrique (Sairam, 2004)

Carbohydrates	Composés azotés	Acides organiques
Sucrose	Protéines	Oxalate
Sorbitol	Betaine	Malate
Mannitol	Glutamate	
Glycérol	Aspartate	
Arabinitol	Glycine	
Pinitol	Choline	
Autres polyols	Putrescine	

l'absence d'effets perturbateurs d'interactions macromolécule- solvant. Les ions inorganiques, tel que l'ion sodium (Na^+) et l'ion chlorure (Cl^-), réagissent directement avec les protéines, favorisant le dépliage menant à la dénaturation des protéines, alors que les solutés compatibles sont exclus des surfaces protéiniques (Rhodes, 1993 ; McNeil et *al.*, 1999).

Les plantes peuvent synthétiser trois types de solutés compatibles

- Betaines ou composés d'ammonium quaternaire (par exemple la glycine-betaine), et les composés sulfoniques tertiaires (par exemple β -dimethyl-sulfonepropionate, DMSP dans les micro- algue marine) ;

- Polyols et sucres (par exemple tréhalose) (Bohnert et *al.*, 1995)

- Acides aminés (par exemple proline) (McNeil et *al.*, 1999, Rahmoune, et *al.*, 2005).

Les plantes peuvent synthétiser plusieurs solutés compatibles, la composition de l'ensemble varie en fonction des espèces. L'accumulation de la glycine- betaine se produit dans diverse algues marines et dans approximativement 10 familles de plantes à fleurs. La famille des Chenopodiaceae renferme plusieurs espèces qui accumulent la glycine-betaine, par exemple la betterave à sucre, *Bêta vulgaris* et les épinards ainsi que d'autres espèces tel que le tournesol, le blé et le maïs (Levigneron et *al.*, 1995 ; Mc Neil et *al.*, 1999). Généralement les teneurs en acides aminés (surtout la proline) à l'état libre s'accroissent rapidement chez de nombreuses monocotylédones ou dicotylédones soumises à un stress salin (Levigneron et *al.*, 1995).

La proline est l'osmolyte le plus commun parmi les plantes (Erskine et *al.*, 1996). Plus élevé chez les variétés sensibles de tomate que chez les espèces sauvages quand le stress est maintenu pendant une longue durée. Les jeunes feuilles accumules plus de proline, elles sont moins chargées en ions que les feuilles basales chargées en ions (Na^+) et (Cl^-) (Bell, 1999 ; Hernandez, 2000). La proline peut agir comme un osmoticum dont l'accumulation cytoplasmique permet de neutraliser les effets ioniques et osmotiques de l'accumulation du sel dans la vacuole, en facilitant l'exclusion des sels des sites métaboliques. Selon un autre point de vue, cette accumulation n'est pas une réaction d'adaptation au stress, mais plutôt le signe d'une perturbation métabolique (Hanson et *al.*, 1990 ; Larher et *al.*, 1993). Hernandez et *al.* (2000), observent en outre différent changements dans le taux de polyamines, glutamate et arginine chez la tomate sous stress salin puisque l'origine de l'accumulation de la proline paraît provenir d'une intensification de la transformation de l'acide glutamique en proline ou d'une conversion à partir de l'ornithine qui doit fonctionner chez beaucoup de plantes stressées. Elle peut résulter aussi de synthèses nouvelles à partir de l'arginine et du glutamate et d'une augmentation de la protéolyse.

Les sucres peuvent servir de composés solubles compatibles pour cet ajustement osmotique, comme de nombreuses autres molécules. De nombreuses études ont mis en évidence l'accumulation de sucres solubles lors de la dessiccation. Différents sucres solubles peuvent être

présents dans les tissus bien hydratés, mais le saccharose est préférentiellement accumulé dans les tissus en déshydratation. De même, la synthèse des sucres et des polyols est stimulée par un stress salin. De jeunes plantes de pois chiche, (*Cicer arietinum*), cultivées en présence de chlorure de sodium, présentent de fortes quantités de saccharose et de sucre-alcool, le pinitol. (Dubois, 2001 ; Sairam, 2004).

4 Les métaux lourds

Les activités humaines sont à l'origine d'une augmentation des éléments traces métalliques dans l'atmosphère, le sol et l'eau. Les industries métallurgiques et chimiques ainsi que des pratiques aussi variées que la combustion d'énergie fossiles ou l'épandage d'engrais, de pesticides et de boues de stations d'épurations dans les champs apportent dans la biosphère des quantités importantes de métaux. Le trafic routier qu'une source parmi d'autres des pollutions anthropiques en métaux.

Alors que de nombreuses molécules organiques peuvent être dégradées, les métaux lourds ne le peuvent pas et leur concentration augmente régulièrement dans les sols et les eaux. Ceci expose les plantes à des concentrations croissantes de métaux lourds.

Certains éléments métalliques sont essentiels aux organismes vivants à de faibles concentrations. Mais, ils agissent à de fortes concentrations comme un facteur de stress qui entraîne une modification de la réaction physiologique. Le terme « sensibilité » décrit les effets du stress, qui peuvent aller jusqu'à la mort de la plante. Par opposition, le terme « résistance » fait référence à la réaction de la plante qui lui permet de survivre face au stress métallique et d'assurer sa descendance (Levitt, 1980). Deux stratégies principales sont impliquées dans ce phénomène de résistance :

- la stratégie d'évitement par laquelle les plantes se protègent du stress métallique en limitant leur absorption ;
- la stratégie de tolérance (terme qui sera utilisé dans la suite de ce travail comme étant synonyme de résistance) qui fait référence aux réactions permettant de limiter les effets néfastes des métaux dans l'organisme.

Ces différents aspects sont abordés dans ce chapitre de façon à comprendre la physiologie de la plante vis-à-vis des métaux lourds.

4.1 Origine de la contamination des sols par les métaux lourds

Le problème principal avec les métaux lourds comme le plomb, le cadmium, le cuivre et le mercure est qu'ils ne peuvent pas être biodégradés, et donc persistent pendant de longues périodes dans des sols. Leur présence dans les sols peut être naturelle ou anthropogénique (**Figure 3**).

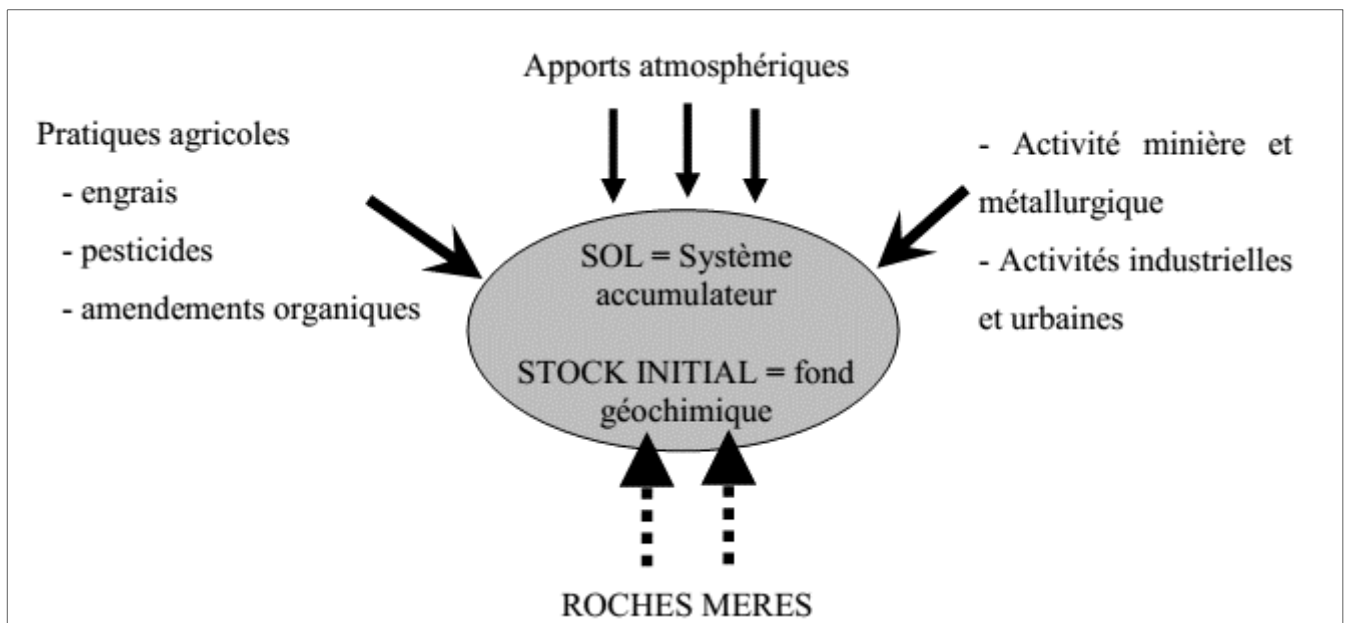


Figure 3. Origine des métaux lourds dans le sol (Robert, 1999)

Les métaux lourds sont présents naturellement dans les roches, ils sont libérés lors de l'altération de celles-ci pour constituer le fond géochimique (Bourrelier, 1998). La concentration naturelle de ces métaux lourds dans les sols varie selon la nature de la roche, sa localisation et son âge.

Cependant, la source majeure de contamination est d'origine anthropique. Au cours des décennies dernières, l'apport de métaux lourds au sol dans le monde s'est étendu ; à l'heure actuelle on l'estime à 22000 tonnes de cadmium, 939000 t de cuivre, 783000 t de plomb, et 1350000 t de Zinc (Singh *et al.*, 2003). Les principaux types de pollutions anthropiques responsables de l'augmentation des flux de métaux, sont la pollution atmosphérique (rejets urbains et industriels), la pollution liée aux activités agricoles et la pollution industrielle.

- La pollution atmosphérique résulte des activités industrielles (rejets d'usine) et urbaines (gaz d'échappement, etc...). Il faut distinguer les apports diffus aériens d'origine lointaine des apports massifs localisés d'origine proche. Dans les apports diffus sont classés les poussières et aérosols provenant des chauffages ainsi que des moteurs d'automobiles. Les apports massifs localisés résultent d'apports anthropiques accidentels liés aux activités industrielles sans protection efficace contre la dispersion dans l'environnement (Baize, 1997).
- Certaines pratiques agricoles sont à l'origine de l'introduction de métaux lourds dans le sol. Les produits destinés à améliorer les propriétés physico-chimiques du sol sont souvent plus riches en métaux lourds que le sol lui-même par exemple les engrais, les composts et les boues de station d'épuration (Robert, 1999).
- La pollution industrielle provenant des usines de production de l'activité humaine tels que les matières organiques et graisses (industries agro-alimentaires), les produits chimiques divers (industries chimiques), les matières radioactives (centrales nucléaires, traitement des déchets radioactifs) et la métallurgie (Godin *et al.*, 1985). Les déchets miniers et les terrils industriels sont une source particulièrement importante de pollution par le Zinc, le plomb et le cadmium.

Le rôle des pratiques industrielles et agricoles dans la contamination des sols doit être pris en compte : cela concerne une grande partie du territoire. Leur accumulation et leur transfert constituent donc un risque pour la santé humaine via la contamination de la chaîne alimentaire, mais aussi pour le milieu naturel dans son ensemble (Bourrelier, 1998).

4.2 Les métaux lourds dans la plante

Parmi l'ensemble des métaux lourds, une vingtaine d'entre eux sont indispensables aux processus physiologiques majeurs, en particulier la respiration, la photosynthèse ou l'assimilation des macronutriments (ex : azote, soufre...) (Kabata-Pendias, 2001).

Nombre de ces métaux, Cu, Zn, Ni, Fe, Co, Se et Ba sont aussi impliqués au niveau de processus moléculaires tels que le contrôle de l'expression des gènes ; la biosynthèse des protéines, des acides nucléiques, des substances de croissance, de la chlorophylle et des métabolites secondaires ; le métabolisme lipidique ou la tolérance au stress (Rengel, 1999). En outre, certains éléments trace peuvent se présenter sous différents états d'oxydation (ex : $\text{Cu}^{2+} + e^- \rightarrow \text{Cu}^+$), ils jouent ainsi un rôle d'accepteurs ou de donneurs d'électrons, très important dans les multiples systèmes enzymatiques mettant en jeu des réactions d'oxydoréduction (Chaignon, 2001). Pour autant, les métaux lourds n'ont pas tous une fonction connue à ce jour dans le métabolisme de la plante, et malgré la grande diversité des besoins et des niveaux de tolérance aux métaux lourds chez les plantes, certains restent considérés comme des poisons cellulaires pour lesquels les doses admissibles sont très faibles. On retrouve parmi les plus toxiques, Hg, Cr, Ni, Pb et Cd (Kabata-Pendias, 2001).

a. Absorption racinaire

La voie principale d'absorption des métaux se fait par simple diffusion au travers de l'apoplaste du cortex racinaire et de l'endoderme (voie apoplastique). Le transport des éléments métalliques à travers la paroi cellulaire se fait passivement (non métabolique et donc dans le sens du gradient de concentration) par les pores du réseau de la cellulose, de l'hémicellulose et des glycoprotéines. Cependant, une partie des ions peut être adsorbés par les charges négatives de surface de l'acide polygalacturonique des pectines, qui agissent comme des échangeurs d'ions (Briat, 1999). Puis au niveau de l'endoderme, le transport peut devenir actif au niveau de la membrane plasmique des cellules de la bande de Caspary (voie symplastique), autorisant cette fois un transfert contre le gradient de concentration. Cependant, les mécanismes exacts de l'absorption sont encore mal connus, en particulier pour certains éléments comme le Cu (Greger, 1999 ; Chaignon, 2001), et différent selon l'espèce métallique. On considère de nos jours que le plomb et le nickel sont absorbés passivement via certaines protéines de type porine, alors que le Zinc et le cuivre sont absorbés activement par une protéine de transport sélective, nécessitant de l'énergie (Kabata-Pendias, 2001).

Par ailleurs, bien que le transport actif soit en principe spécifique, certains cations toxiques (Cs (césium), Cd, Pb ou Cr) sont des compétiteurs potentiels vis-à-vis des cations essentiels. Par exemple, le cadmium semble être un compétiteur connu du calcium en empruntant les

canaux calciques membranaires (Sanita di Toppi, 1999 ; Greger, 1999). 70% du Cd entrerait dans la racine par ce biais là (Greger, 1999). Une partie des métaux apoplastiques peut donc rejoindre la voie symplastique puis le xylème par les plasmodesmes.

b. Translocation

Après leurs absorption, le transport des éléments dans le xylème de la plante vers les parties aériennes, appelé « translocation », peut nécessiter ou non la prise en charge des éléments par des agents complexants, tels que les acides organiques, les acides aminés et divers peptides : le fer est pris en charge par le citrate ; le Zinc peut être transporté par un complexe anionique .

Chez certaines espèces la translocation d'éléments toxiques est plus importante que chez d'autres, pouvant conduire à une accumulation des métaux dans les feuilles et les autres parties aériennes, sans que l'on sache avec rigueur si elle est due à un transport plus actif ou une absence d'immobilisation dans les racines (Foy et *al.*, 1978).

Le transport des éléments toxiques par le phloème est moins évident du fait que les cellules qui le constituent sont vivantes et forment un piège supplémentaire (Greger, 1999). Toutefois, chez certaines plantes, la nicotianamine, dérivée de la méthionine, pourrait être responsable du transport des métaux, Fe, Cu, Zn et Mn, dans la sève du phloème (Briat, 1999).

c. Accumulation

Certaines plantes accumulent des quantités inhabituelles d'éléments métalliques ; 100 mg/kg de matière sèche pour le Cd, 1000 mg/kg pour le Ni, le Cu, le Co ainsi que 10 000 mg/kg pour le Zn et le Mn. Ces espèces sont alors qualifiées de plante « hyperaccumulatrice » (Brooks, 1998). Ainsi, plus de 400 espèces hyperaccumulatrices sont recensées, dont plus de 300 pour le nickel et seulement une pour le cadmium. À part une possible résistance à la sécheresse et aux herbivores (Boyd, 1998), il est encore impossible d'attribuer ce phénomène à un avantage sélectif quelconque. Dans la cellule, les métaux ayant pénétré dans le cytoplasme sont pris en charge par diverses molécules afin de les stocker ou d'éviter tout dommage cellulaire.

4.3 Toxicité et tolérance

Le premier effet des métaux lourds observable chez les végétaux est une inhibition de la croissance. Celle-ci s'accompagne très souvent de nombreux autres indices de dysfonctionnement ; chlorose foliaire, importantes lésions nécrotiques, jaunissement progressif, repliement ou dessèchement du feuillage...etc. A l'heure actuelle, les bases moléculaires de ces perturbations sont encore mal connues, mais on admet généralement qu'elles résultent d'un stress oxydatif, dû à la production d'espèces réactives de l'oxygène ou « Réactive Oxygen Species » (ROS). Les ROS altèrent toute une série de substrats biologiques

importants, avec comme conséquence la modification des domaines fonctionnels des biomolécules : inhibition de l'activité enzymatique, perturbation du métabolisme végétal (notamment la photosynthèse et la respiration), oxydation de protéines, altération des membranes cellulaires via l'induction de phénomènes de peroxydation lipidique, apparition de cassures au sein de l'ADN, pouvant conduire à la mort cellulaire (Devi, 1999 ; Dietz et *al.*, 1999 ; Cheng, 2003).

Pour éviter ces inconvénients, des systèmes de stockage ou de détoxification des métaux accumulés ont été sélectionnés chez certains végétaux. D'efficacité variée selon les espèces, il semble à l'heure actuelle que (03) trois mécanismes, encore mal compris, soient largement prépondérants : la modification de la perméabilité membranaire, qui permet de réduire l'entrée des métaux dans la cellule, le système anti-oxydant, qui limite les dégâts des espèces réactives de l'oxygène et la chélation intracellulaire, qui empêche l'activité de l'ion métallique.

4.4 Le Zinc

C'est un oligo-élément présent naturellement dans la croûte terrestre Son état d'oxydation est Zn^{2+} . En raison de leur solubilité, le taux d'absorption du Zn dépend de la taille des particules et de la solubilité des espèces porteuses et donc de sa spéciation.

Le Zinc fut tout d'abord exploité sous la forme de son minerai carbonaté, la calamine, dont le nom latin de *cadmia*. La découverte de l'élément Zinc est généralement attribuée au suisse Paracelse en 1516 qui lui donne son nom, tandis que l'obtention du métal pur revient à l'allemand Andrea Marggraf en 1746. Le nom provient de l'allemand *zinke*, il signifie « pointe acérée » ou « dent » en raison des dentrites formées par le refroidissement du métal dans un récipient de coulée.

Le Zinc, de masse atomique 65,38 u, est un métal de transition. Le Zn appartient au groupe II B de la classification périodique des éléments. Contrairement à la plupart des 37 autres métaux de transition, il ne possède qu'un état d'oxydation ; Zn^{2+} . En vue de sa densité qui est égale à 7,14 ; il est donc qualifié de métal lourd. Il est moins nocif de cadmium et du plomb. Cependant, certains composés du Zn (chlorures ($ZnCl_2$), sulfates ($ZnSO_4$), acétate ($(CH_3COO)_2 Zn \cdot 2H_2O$), nitrate ($ZnNO_3$)) sont plus toxiques que d'autres. Le Zinc est le 23^{ème} élément le plus abondant sur terre. La teneur en Zn du sol est généralement comprise entre 17 et 125 mg.Kg⁻¹ (Peer et *al.*, 2005), avec une teneur moyenne de 64 mg.Kg⁻¹ (Emsley, 2003). Il est le deuxième métal lourd le plus présent dans l'organisme après le fer, et le seul qui interagisse avec les six classes d'enzymes (oxydoréductase, transférases, hydrolases, lysases, isomérases, ligases) (Broadley et *al.*, 2007). La teneur en Zinc du corps humain est de 33 mg.Kg⁻¹. Dans les plantes, cette teneur varie selon les espèces et les tissus ; la plus forte se rencontre dans les fleurs (Kramer, 2006). La limite basse est

autour de 15-20 mg.Kg⁻¹ (Marschner, 1995). La concentration Zinc dans les cellules globalement de 0,1-0,5 mM (Eide, 2006).

4.4.1 Importance biologique

Le Zinc est un élément essentiel pour les plantes (Sommer, 1926) comme pour les animaux, dont l'homme (Jeejeebhoy, 2007). Environ 10% des protéines humaines sont potentiellement capable de lier le Zn²⁺ (Andreini et al., 2006), il est le cofacteur le plus fréquemment rencontré dans les métalloprotéines (Hansch, 2009). Chez *Arabidopsis*, ce sont plus de 2300 protéines qui sont considérées comme étant reliées au Zn²⁺ (Broadley et al., 2007) et 4% des protéines prédites contiennent un motif de liaison au Zinc, le *Zinc zipper* (Kawagashira et al., 2001).

On estime que 12 à 50% du Zn²⁺ cellulaire est impliqué dans les mécanismes de transcription et de traduction (Finny, 2003). Le « succès » du Zn²⁺ dans ses relations avec les biomolécules résulte de ses propriétés chimiques particulières. D'abord, le Zn est un acide de Lewis fort, il a donc de fortes affinités pour les bases faibles (e.g. ligands sulphides), comme pour les bases fortes (ligands amino, carboxylate, hydroxyl, etc). Ensuite le Zinc intervient dans les systèmes biologiques sous une unique forme d'oxydation : Zn²⁺, ce qui écarte tout risque de générer des radicaux libres. La géométrie induite par l'ion Zn²⁺ est plus souple que pour la plupart des autres métaux de transition ; il est le seul à permettre une structure tétraédrique (par exemple dans les « doigts à Zinc »). Enfin l'échange de ligand du Zn²⁺ est plus rapide que celle des autres métaux présentant des propriétés proches (Ni, Cu, Co), même si elle reste très inférieure à celle du Ca²⁺ qui est l'ion de signalisation par excellence (Frausto da Silva, 2001). Considérant ses liens privilégiés avec l'ADN, certains auteurs considèrent que le Zn peut jouer le rôle de *signal lent* ou d'hormone. Toutefois les motifs de liaison à l'ADN à doigt à Zinc ne se rencontrent guère en dehors des eucaryotes (Clarke, 1998).

La carence humaine en Zn est très répandue ; 20% des enfants des zones rurales chinoises y seraient sujets (Ma et al., 2007). Dans le monde, on estime qu'un tiers de la population est soumis à cette carence (Lazzerini, 2007 ; Stein et al., 2007). Elle causerait la mort de 800 000 enfants chaque année (Hambidge, 2007). Au niveau agronomique, la déficience en Zinc touche la moitié des cultures mondiales, avec un effet significatif sur la production (Hotz, 2004 ; Broadley et al., 2007). Ainsi, dans les années 1990, la supplémentation en Zn de culture en Australie, Inde et Turquie a permis une augmentation des récoltes de 600% (Cakmak, 2004). Bien que le manque de Zinc constitue un problème majeur de la santé humaine, spécialement dans les pays en développement (Cakmak, 2008), dans le même temps les rejets anthropiques liés aux activités industrielles, sidérurgique et minières, aux transports et aux pratiques culturelles conduisent à de

nombreuses pollution des sols, des eaux et de l'air par le Zinc, avec des conséquences à grande échelle, en particulier dans le cas de la pollution atmosphérique (Altaf, 2007).

4.4.2 Homéostasie du Zinc

En tant qu'élément indispensable au fonctionnement de nombreuses protéines, le Zn^{2+} doit être présent partout dans la plante. Il doit donc être transporté depuis le sol jusqu'aux cellules qui en ont besoin. Il existe donc de nombreux transporteurs cellulaires du Zinc qui participent à la tolérance et à son accumulation (Van der Zaal et al., 1999), dans différentes familles : notamment les ABC transporteurs n ZIP, NRAMP, YSL, CDF et P_{1B} -ATPase (Collangelo, 2006).

En cas d'excès, le Zinc, comme les autres ions métalliques, induit un stress de type oxydant (Chaoui et al., 1997) et donc l'activation des enzymes de cycle Halliwell-Asada liées notamment à l'ascorbate et au glutathion et qui régulent le statut redox de la cellule (Foyer, 2005 ; Halliwell, 2006). Un forte teneur de Zinc dans le sol s'accompagne parfois d'une accumulation de cet ion dans la plante (Deng et al., 2006), mais ce n'est pas toujours le cas (Wang et al., 2007). L'excès de Zinc dans le sol conduit à une réduction de la synthèse de chlorophylle et une dégradation des chloroplastes, et à des interférences qui limitent l'absorption d'éléments tels que P, Mg, et Mn (Brodley et al., 2007). La toxicité du Zinc est très liée au pH du sol (Chaney, 1993). L'activation de phytochélatines accroît la tolérance et l'accumulation du Zinc chez *A.thaliana* (Tennstedt et al., 2009). Parmi les multiples pistes de recherche pour expliquer la tolérance et l'accumulation du Zinc, on peut citer les nicotinamine synthases, fortement exprimées chez l'hyperaccumulateur *A.halleri* (Weber et al., 2004).

Matériel et méthodes

Introduction

Cette étude a été menée dans le but de déterminer les changements morphologiques, physiologiques, biochimiques et enzymatiques, de deux variétés de blé dur *Triticum durum*, soumises à différents stress : salinité, Zinc, ainsi que leurs additions.

1. Matériels utilisés

1.1. Matériel végétale

L'expérimentation est menée sur des grains de blé dur (*Triticum durum* Desf.). Il s'agit de deux génotypes (*Sémito* et *GTA dur*) fournis par l'OAIC (l'Office Algérien Interprofessionnel des Céréales) de la wilaya d'Annaba, nord est algérien.

Classification du blé dur :

Règne : Plantae
Sous règne : Tracheobionta
Embranchement : spermaphyte.
Sous embranchement : angiosperme.
Classe : monocotylédones.
Ordre : poales.
Sous ordre : comméliniflorales.
Famille : graminaceae ou poaceae.
Genre : *Triticum*
Espèce : *durum*

Sémito : une variété originaire d'Italie, qui se caractérise par un cycle précoce, d'une paille moyenne et d'une période de semis entre le 15 novembre et fin décembre.

GTA dur : d'origine mexicaine qui a été introduite en Algérie par l'ITGC depuis l'année 2000. Le grain est de forme allongée, la paille est moyenne avec une section peu épaisse et l'épi est de couleur blanche. Cette variété présente de bonnes caractéristiques technologiques (ITGC., 2001).

1.2. Protocoles expérimentaux

1.2.1 La désinfection

Les graines de chaque variété ont été stérilisées pendant 30 secondes avec l'éthanol 40%, puis décontaminées avec de l'hypochlorite de sodium (7%) pendant 10 min, ensuite rincées à l'eau distillée pendant 5 min (Léguillon et *al.*, 2003).

1.2.2 La culture de blé

En fonction des objectifs expérimentaux, différents systèmes de cultures ont été utilisés. Après 24 heures d'imbibition dans l'eau distillée, les graines étudiées sont mises en germination dans les boîtes de pétri sur la Gaz stérile humecté à 10 ml d'eau d'irrigation durant 48 heures à l'obscurité, Ensuite les graines ont été exposées à la lumière (**Figure 4**).

La culture est mise dans des boîtes de pétri, ou on a provoqué un stress abiotiques en deux (02) stades différents :

a. Stade de germination

Le traitement se fait dès le premier jour de germination, pour une période de 9 jours dans le but d'observer l'effet de différentes doses sur le taux de germination (**Figure 5**).

b. Stade 2-3 feuilles :

Les graines de blé qui ont germées, sont transplantées dans une autre boîte de pétri contenant une solution nutritive (**Tableau 7**). L'essai est conduit dans une salle consacré à ce type d'étude La température est de $23\pm 2^{\circ}\text{C}$ le jour (16h) et de 20°C la nuit (8h), l'humidité est maintenue à 70% environ (**Figure 6**).

Le traitement se fait après que les plantules atteignent le stade 2-3 feuilles dans les boîtes de pétri (**Figure 5**), pour une période de 3, 6 et 9 jours à différentes doses. Pour ce stade, l'irrigation des plantules se fait comme suite :

- **1^{ère} semaine** : irrigation à l'eau distillée
- **Après 1^{ère} semaine** : irrigation avec solution nutritive
- **Le jour du traitement** : addition des différentes doses de traitement a la solution nutritive.

La récolte a été faite à des périodes différentes d'exposition au stress (3, 6, 9 jours). Les tests ont été effectués au même stade de développement des plantules.

Pour éliminer autant que possible les multiples sources de contaminations, nous avons pris les précautions suivantes :

- désinfecter le plan de germination avec l'eau de javel à 20% chaque jour.
- Stériliser les milieux d'irrigation dans le stérilisateur.

1.3 Le protocole d'application des stress

Les doses utilisées pour le traitement salin ainsi que celui du Zinc ont été choisies parmi une batterie de doses testées préalablement (**Figure 7**).

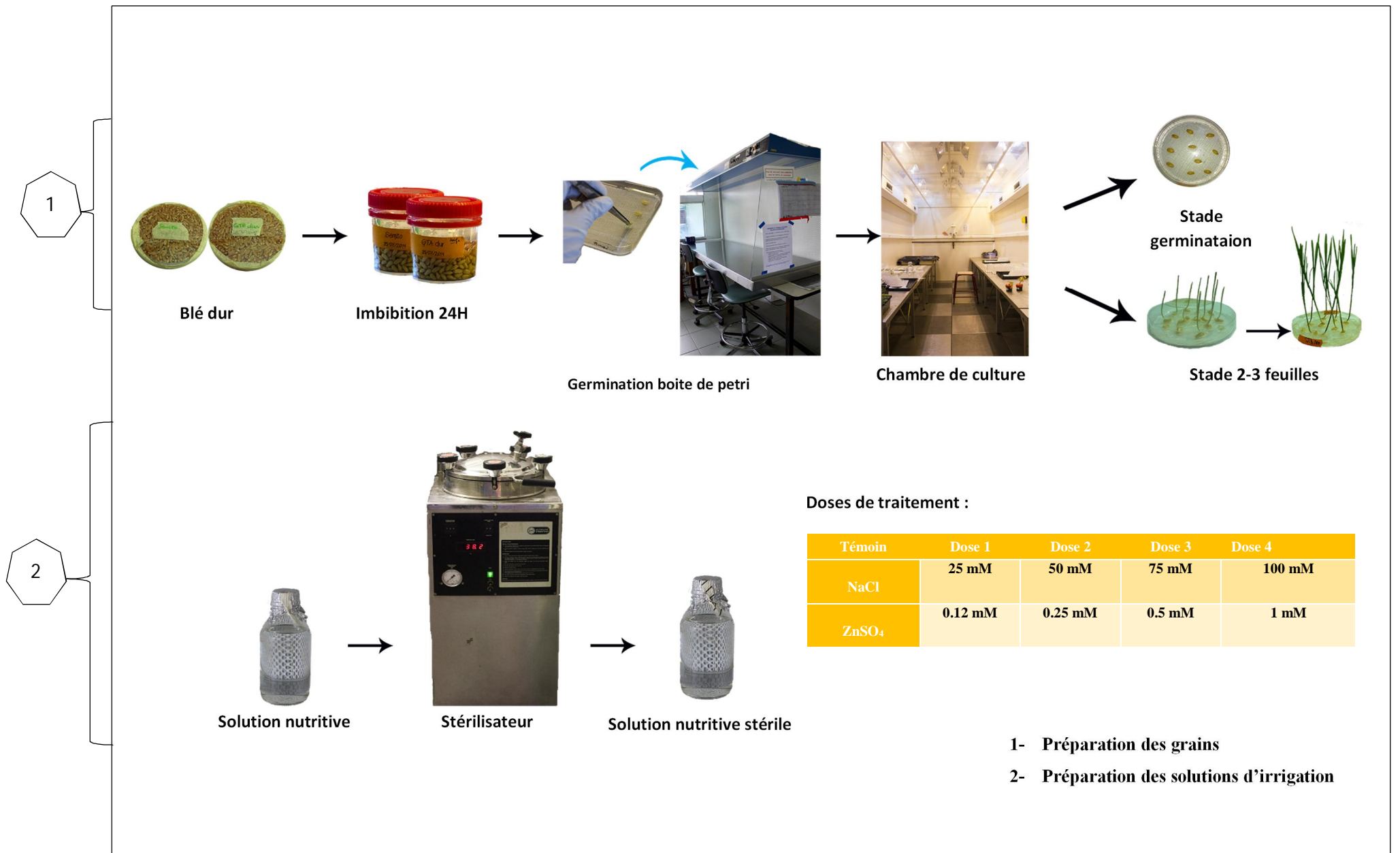
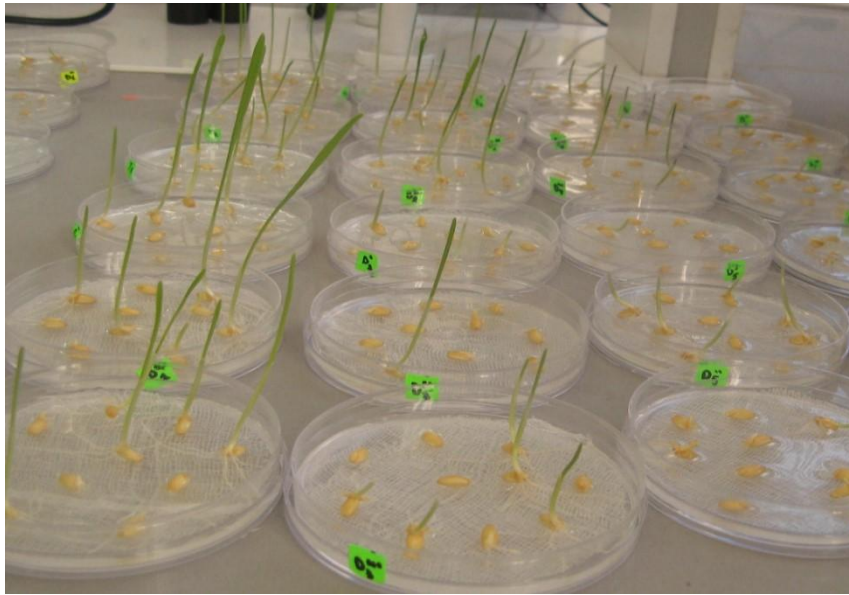


Figure 4. Protocole expérimentale de germination



Stade germination



Stade 2-3 feuilles

Figure 5. Stades de traitements des plantules de blé dur



Figure 6. Serre semi conditionnée

Tableau 7. Préparation solution nutritive

A- Solutions de base	
Macro-elements de Murashige et Skoog (1962) (Solution 1)	Concentration en g en 1,5 L d'eau distillée
NH ₄ NO ₃	20,62
KNO ₃	23,75
CaCl ₂ , 2 H ₂ O	5,5
MgSO ₄ , 7 H ₂ O	4,62
KH ₂ PO ₄	2,12
Micro-elements de Murashige et Skoog (1962) (Solution 2)	Concentration en mg en 1L d'eau distillé
H ₃ BO ₃	620
MnSO ₄ , 4H ₂ O	2230
ZnSO ₄ , 4H ₂ O	86
KI	83
Na ₂ MoO ₄ , 2H ₂ O	25
CuSO ₄ , 5H ₂ O	2,5
CoCl ₂ , 6H ₂ O	2,5
Fe.EDTA d'après Lin et Staba (1961) (Solution 3)	Concentration en mg/100 ml d'eau distillée
Na ₂ EDTA	74
FeSO ₄ , 7 H ₂ O	55,7
B- Milieu de culture	
Solution 1 macroéléments	200 ml/l
Solution 2 microéléments	10 ml/l
Solution 3 Fe-EDTA	5 ml/l

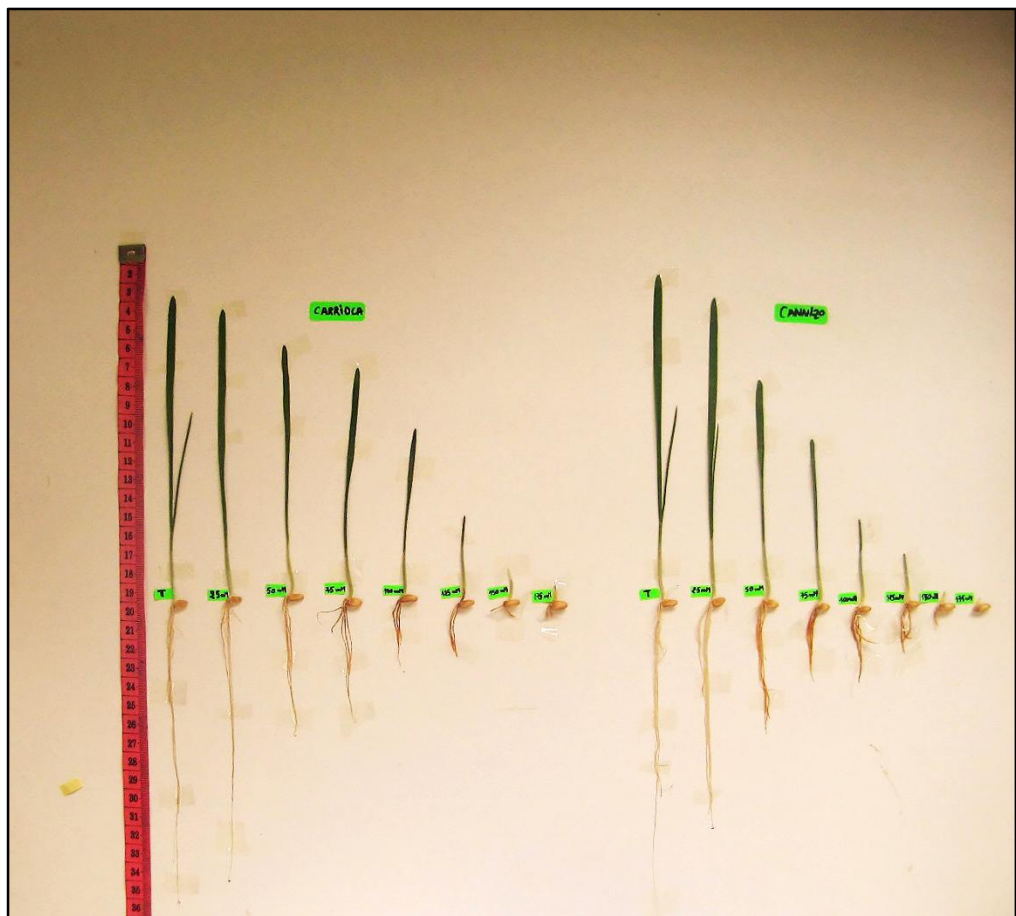


Figure 7. Tests pour les doses

- ❖ Le premier traitement consiste à appliquer les différentes concentrations de NaCl:

S-0 correspond à une concentration de 0 mM de NaCl (témoin)

S-25 correspond à une concentration de 25 mM NaCl

S-50 correspond à une concentration de 50 mM NaCl

S-75 correspond à une concentration de 75 mM NaCl

S-100 correspond à une concentration de 100 mM NaCl

- ❖ Le deuxième traitement consiste à appliquer les différentes concentrations de Zinc :

Zn- 0 correspond à une concentration de 0 mM de ZnSO₄ (témoin)

Zn- 0,12 correspond à une concentration de 0,12 mM de ZnSO₄

Zn- 0,25 correspond à une concentration de 0,25 mM de ZnSO₄

Zn- 0,5 correspond à une concentration de 0,5 mM de ZnSO₄

Zn- 1 correspond à une concentration de 1 mM de ZnSO₄

Nombre de graines utilisées pour chaque stress

5 doses x 3 temps x 2 variétés x 3 répétitions = 90 boîtes de pétri = 900 graines de blé

- ❖ Le troisième traitement consiste à appliquer la combinaison des traitements précédents avec leurs différentes concentrations (NaCl + Zn) (**Tableau 8**).

Nombre de graines utilisées pour chaque stress

17 doses x 3 temps x 2 variétés x 3 répétitions = 306 boîtes de pétri = 3060 graines de blé

- ❖ **Préparation des plantes pour les analyses ultérieures**

Après la période de culture, les plantules sont récoltées, puis elles sont déposées sur un papier filtre. Les plantes sont séparées en deux (02) parties : racines et feuilles.

Tableau 8. Interaction des deux stress salin/ Zinc

<i>Zinc</i> \ <i>NaCl</i>	<i>0 mM NaCl</i>	<i>25mM NaCl</i>	<i>50mM NaCl</i>	<i>75mM NaCl</i>	<i>100mM NaCl</i>
<i>0 mM ZnSO₄</i>	Temoin	25mM NaCl	50mM NaCl	75mM NaCl	100mM NaCl
<i>0,12mM ZnSO₄</i>	0,5mM ZnSO ₄	25+0,12	50+0,12	75+0,12	100+0,12
<i>0,25mM ZnSO₄</i>	1mM ZnSO ₄	25+0,25	50+0,25	75+0,25	100+0,25
<i>0,5 mM ZnSO₄</i>	2mM ZnSO ₄	25+0,5	50+0,5	75+0,5	100+0,5
<i>1 mM ZnSO₄</i>	4mM ZnSO ₄	25+1	50+1	75+1	100+1

2 Méthodes d'analyses

2.2 Paramètres morphologiques

2.2.1 Taux de germination

Ce paramètre constitue le meilleur moyen d'identification de la concentration saline qui présente la limite physiologique de germination des graines. Il est exprimé par le rapport nombre de graines germées sur nombre total de graines (Côme, 1970).

2.2.2 Mesure de la longueur des parties aérienne et souterraine (LPA, LPS)

À la fin du traitement on procède à la mesure de la longueur de la partie aérienne de la partie racinaire des plantules avec une règle graduée (Mammadov, 1999).

2.3 Paramètre physiologiques

2.3.1 La teneur relative en eau (TRE)

La teneur relative en eau (TRE %) a été déterminée à partir de la formule de (Clarck, 1982) :

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

Le pourcentage d'eau présent dans la feuille excisée à la base du limbe et immédiatement pesée (poids frais : **PF**), l'extrémité sectionnée est trempée dans de l'eau distillée et portée à l'obscurité pendant 24 heures afin d'obtenir un taux maximal de réhydratation. La feuille est retirée, passée dans un papier buvard pour absorber l'eau de la surface est pesée (poids de turgescence: **PT**), la feuille est en fin séchée à l'étuve à une température de 75°C pendant 48 heures puis pesée une dernière fois (poids sec: **PS**).

2.3.2 Dosage des cations

Les échantillons sont préalablement séchés au minimum trois (03) jours au four à 80°C. Peser entre 0,5 et 5 mg de matière sèche dans un tube eppendorf 1,5 mL à vis. Après ajouter 77 µL d'acide nitrique et 23 µL de peroxyde d'hydrogène. Centrifuger pendant 5min à 14000 rpm. Laisser le tube fermé sur bloc chauffant (thermomixer compact) à 90°C sous agitation à 1000rpm jusqu'à ce que l'extrait soit clair (1mg DW=3h). Laisser pendant 24h avant l'ouverture des tubes. Centrifuger 5 min à 14000 rpm puis ajouter 950 µL H₂O (=5% concentration finale en acide nitrique). Doser par le MP-AES 4100 (Agilent Technologies, 2011), mais attention pas de particules en suspension. Le plasma micro-ondes-atomique Spectromètre d'émission (MP-AES) est un instrument utilisé pour déterminer de faibles concentrations d'ions métalliques. La technique

utilise le fait que chaque élément nécessite une quantité unique d'énergie pour transférer à un état excité (Simonsen, 2005) et que les différentes longueurs d'onde de la lumière ont des énergies différentes.

2.4 Paramètres biochimiques

2.3.1 Dosage des protéines totales

La méthode retenue pour le dosage des protéines totales est celle de Bradford (1976) qui utilise la BSA (Sérum d'Albumine de Bovin) comme standard. Elle consiste à prendre 10 mg du matériel végétal, chaque échantillon est broyé avec 5 ml d'eau distillée puis filtré et versé dans un tube à essai contenant 5ml d'eau distillée. Pour le dosage on prend 0,2 ml de réactif Bradford avec 0,2 ml de la solution à analyser et 1,6 ml d'eau distillée (bien agiter au vortex). Parallèlement, il est préparé un essai de contrôle en utilisant 0,2 ml d'eau distillée ; après 5min à une heure on procède à la lecture de l'absorbance à 595nm.

2.3.2 Dosage de la chlorophylle

Les teneurs en chlorophylles a et b et caroténoïdes sont déterminées selon le protocole de Lichtenthaler (1987). L'extraction est réalisée à froid par 25 ml d'acétone pour environ 1 g de matière fraîche foliaire. Après 10 min de centrifugation à 5000 g, à 4°C, une mesure de l'absorbance A est effectuée à 470, 662 et 645 nm à l'aide d'un spectrophotomètre Shimadzu (UV-1605). Les teneurs en pigments, exprimées en $\mu\text{g}\cdot\text{ml}^{-1}$, sont calculées à partir des équations suivantes :

$$C_a = 11,24 A_{662} - 2,04 A_{645}$$

$$C_b = 20,13 A_{645} - 4,19 A_{662}$$

$$C_{a+b} = 7,05 A_{662} + 18,09 A_{645}$$

$$C_{x+c} = \frac{1000 A_{470} - 1,90 C_a - 63,14 C_b}{214}$$

(C_a et C_b : Concentration en chlorophylles a et b ; C_{x+c} : Concentration en caroténoïdes).

2.3.3 Dosage des sucres solubles

Les sucres solubles totaux (saccharose, glucose, fructose, leurs dérivés méthyles et les polysaccharides) sont dosés par la méthode de (Dubois et al, 1956). Elle consiste à prendre 100 mg de matériel végétal, dans des tubes à essai, on ajoute 3 ml d'éthanol à 80% pour faire l'extraction des sucres, puis on laisse à température ambiante pendant 48 heures. Au moment du dosage les tubes sont placés dans l'étuve à 80°C pour faire évaporer l'alcool. Dans des tubes en

verre propres, on met 2 ml de la solution à analyser, on ajoute 1 ml de phénol à 5% on ajoute rapidement 5 ml d'acide sulfurique concentré 96% ($d = 1,86$) en évitant de verser de l'acide contre les parois de tube. On obtient, une solution jaune orange à la surface, on passe au vortex pour homogénéiser la couleur de la solution. On laisse les tubes pendant 10 min et on les place au bain-marie pour 10 à 20 min à une température de 30°C. À ce moment-là l'absorbance est lue à une longueur d'onde de 485 nm.

2.3.4 Dosage de la proline

La proline est dosée selon la technique utilisée par Troll (1955) simplifiée et mise au point par Dreier (1974) et modifiée par Monneveux (1986). Le principe est la quantification de la réaction proline-ninhydrine par mesure spectrophotométrique. La proline se couple avec la ninhydrine en formant un complexe coloré. L'intensité de la coloration est proportionnelle à la quantité de proline dans l'échantillon.

Cette méthode consiste à prendre 100 mg du matériel végétal (1/3) médian de la feuille étandard. Puis à ajouter 2 ml de méthanol à 40% le tout est chauffé à 85°C dans un bain-marie pendant 60 min. Après refroidissement, on prélève 1 ml d'extrait auquel on ajoute :- 1 ml d'acide acétique (CH_3COOH) ; - 25 mg de ninhydrine ($\text{C}_6\text{H}_6\text{O}_4$) et 1 ml de mélange contenant : 120 ml d'eau distillée ; 300 ml d'acide acétique et 80 ml d'acide orthophosphorique (H_3PO_4 , $d=1,7$). Le mélange est porté à ébullition durant 30 min, la solution vire au rouge, après refroidissement, 5 ml de Toluène sont rajoutés à la solution qui est agitée, deux phases se séparent (une phase supérieure et une phase inférieure).

Après avoir éliminé la phase inférieure, la phase supérieure est récupérée et déshydratée par l'ajout d'une spatule de Sulfate de sodium Na_2SO_4 anhydre. On détermine la densité optique à 528 nm.

2.4 Paramètres enzymatiques

- **Préparation de l'extrait enzymatique**

La méthode utilisée afin d'obtenir l'extrait enzymatique est celle de Logguini et *al*, (1999). L'extrait sera utilisé pour la mesure de l'activité ascorbate-peroxydase (APX), gaïcols-peroxydase (GPX) et l'activité catalase (CAT).

Après la période de traitement, (1g) de la matière fraîche des feuilles et des racines de blé dur sont broyées à froid à l'aide d'un mortier dans ml de tampon phosphate (50 mM, pH= 7,5). L'homogénat est ensuite filtré à l'aide d'une toile adéquate avant de procéder à une centrifugation à froid de 12000 g pendant 20 min (centrifugeuse Sigma 3-16K). Le surnageant obtenu sera utilisé comme extrait pour la détermination des différentes activités enzymatiques.

- **La quantification des mesures spectrophotométrique**

La formule suivante est utilisée dans la quantification des différentes mesures spectrophotométriques suite aux dosages enzymatiques de la GPX, APX et CAT (Servais, 2004).

$$Act = \frac{\Delta A. Vt}{\epsilon. \Delta t. L. Ve. p}$$

Act: activité enzymatique en nmol/min/mg de protéines

ϵ : Coefficient d'extinction linéique molaire en M

ΔA : Différence moyenne de l'absorbance

V_t : volume total du mélange réactionnel en ml

V_e : volume de l'extrait enzymatique en ml

L : largeur de la cuve de mesure en cm

T : temps de lecture en min

2.4.1 Dosage de l'activité Catalase (CAT)

Le dosage spectrophotométrique de l'activité catalase est réalisé suivant la méthode de Cakmak et Horst, 1991. La décroissance de l'absorbance est enregistrée pendant trois minutes (spectrophotomètre Jenway 6300) pour une longueur d'onde de 240 nm et un coefficient d'extinction linéique molaire $\epsilon=39400 \text{ M}^{-1}.\text{cm}^{-1}.\text{L}$. Pour un volume final de 3ml, le mélange réactionnel contient : 100 μl de l'extrait enzymatique brut, 50 μl de peroxyde d'hydrogène H_2O_2 à 0,3% et 2850 μl de tampon phosphate [50 mM, pH= 7,2]. L'étalonnage de l'appareil se fait en absence de l'extrait enzymatique. La réaction est déclenchée par l'addition d'eau oxygénée. L'activité catalase est exprimée en nmol/min/mg de protéines.

2.4.2 Dosage de l'activité Ascorbate-peroxydases (APX)

Le dosage spectrophotométrique de l'activité ascorbate-peroxydase est réalisé suivant le protocole adopté par Nakano (1987). Le volume réactionnel final est de 3ml contient : 100 μl d'extrait enzymatique, 50 μl d' H_2O_2 à 0.3% et 2850 μl de tampon phosphate NaK-Ascorbate [50mM NaK, 0,5 mM ascorbate, pH=7,2]. L'étalonnage de l'appareil se fait en l'absence de l'extrait enzymatique. La lecture est effectuée à 290 nm (spectrophotomètre Jenway 6300) pendant 1min chaque 15sec et ce pour un coefficient d'extinction linéique molaire $\epsilon=2800\text{M}^{-1}.\text{cm}^{-1}$. L'activité APX est exprimée en nmol/min/mg de protéines.

2.4.3 Dosage de l'activité Gaïacol-peroxydase (GPX)

L'activité gaïacol-peroxydase (GPX) est déterminée spectrophotométriquement (spectrophotomètre Jenway 6300) à 470 nm suivant la technique de Fielding et *al.* (1978), le coefficient d'extinction linéique molaire utilisé est $\epsilon=2470\text{M}^{-1}\cdot\text{cm}^{-1}$ pour un volume final de 3ml, le mélange réactionnel contient : 100 μl d'extrait enzymatique, 50 μl d' H_2O_2 à 0,3% et 2850 μl de tampon phosphate NaK-gaïacol [50mM NaK, 8mM gaïacol, pH=7,2]. L'étalonnage de l'appareil se fait en l'absence de l'extrait enzymatique. La réaction est déclenchée par l'ajout du peroxyde d'oxygène. L'activité GPX est exprimée en nmol/min/mg de protéines.

2.5 Mesure du potentiel de membrane des cellules corticales de la racine de blé dur (Electrophysiologie)

2.5.2 Préparation des solutions

Les potentiels de la membrane sont mesurés dans des solutions toutes une base de NaCl 50 mM, ou de NaCl 50mM + ZnSO_4 0,1 mM, dans du MES 2 mM, pH 5,7. Le cation K^+ est introduit dans cette base à des concentrations variables (0,1 et 1mM) sous forme de K_2SO_4 à partir de solutions mère 0,5 M.

2.5.3 Préparation des microélectrodes

a. Microélectrode utilisée pour la mesure du potentiel de membrane

La microélectrode intracellulaire est obtenue par étirage d'un capillaire en borosilicate de 2mm de diamètre (GC200F-10, Harvard Apparatus, UK) sur une étireuse verticale (Narishige, Japon) selon les paramètres suivants : courant 20 A, force électromagnétique 6.

Après étirage, l'électrode est remplie par du KCl 3 M et installée par un porte électrode avec un fil d'argent, le tout étant connecté à la sonde (HS-2, gain X0.01, Axon instruments, USA) d'un amplificateur (Axoprobe 1A, Axon instruments, USA).

b. Electrode de référence

L'électrode de référence correspond au canal de référence (Ag/AgCl) d'une électrode combiné de pH, remplie de KCl 3 M. Le pH mètre (MetrOhm 632-Suisse) est connecté à la sonde (HS-2, gain X0.01 Axon instruments, USA) portant la microélectrode intracellulaire.

2.5.4 Dispositif expérimental

La racine excisée est placée sur un portoir en plexiglas à l'horizontale, attaché par une résine fine. Le portoir est placé dans une cuve en plexiglas parcourue par un flux permanent de solution de mesure. La vitesse d'écoulement est constante et égale à $3,2\text{ ml}\cdot\text{min}^{-1}$ (elle n'est nullement

modifiée au cours de l'expérience). Le volume de cuve est constant aussi, et égal à 3 mL. La cuve est positionnée sur un micro élévateur (IT6D CA1, micro-contrôle, France) semi-automatique géré par un moteur pas à pas permettant d'élever la cuve par pas de $0,1\mu\text{m}$ (**Figure 8 A**)

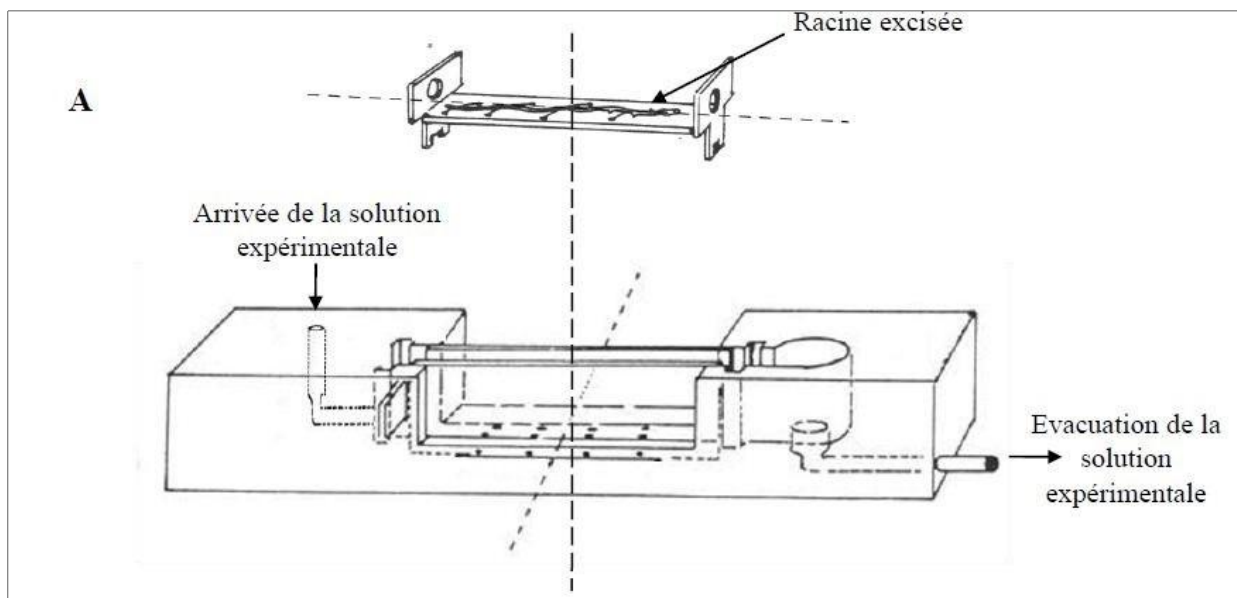
La microélectrode intracellulaire est placée à la perpendiculaire par rapport à l'axe de la racine sur sonde (HS-2, gain X0.01, Axon instruments, USA) elle-même fixée sur un micromanipulateur manuel (Narishige, japon). La position de pointe de microélectrode par rapport à l'épiderme de la racine est suivie en temps réel grâce à un microscope couplé à une caméra CCD permettant de visualiser l'électrode et la racine sur un écran vidéo. La cuve est éclairer l'ensemble du dispositif. Tout le système expérimental (cuve, micoélévateur, microscope, micromanipulateurs) est placé à l'intérieures de rayonnements électromagnétiques et de vibrations.

2.5.5 Mesure du potentiel de membrane

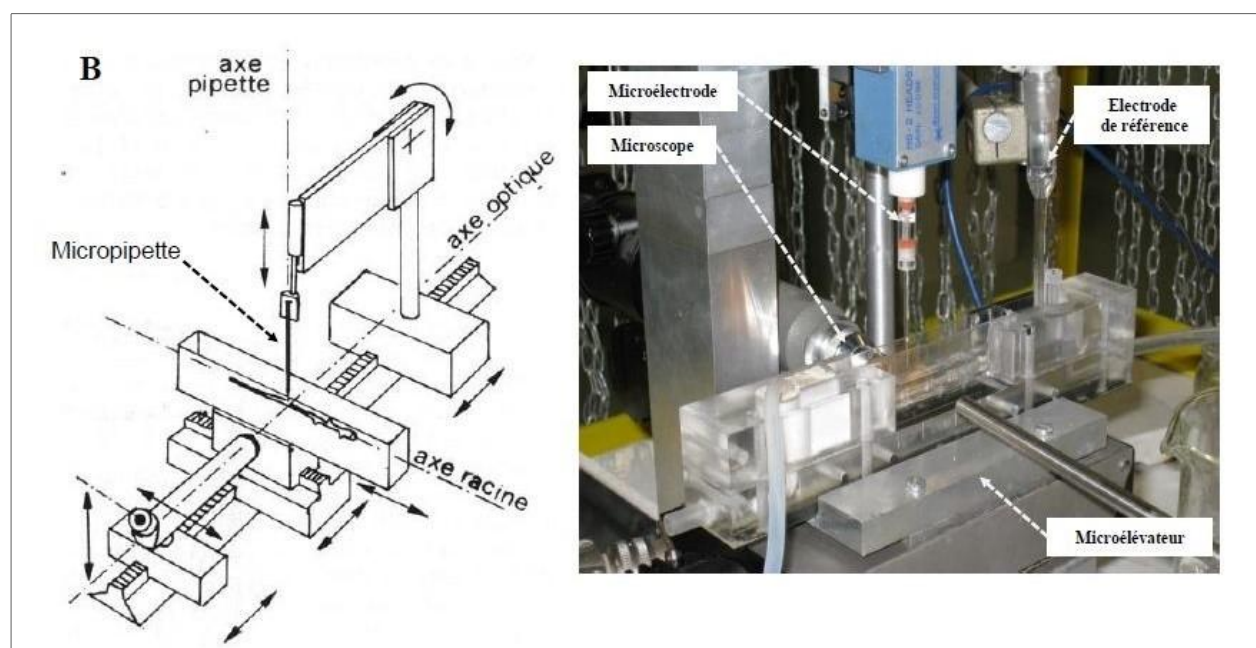
L'électrode intracellulaire est enfoncée dans une des cinq couches de cellules formant le cortex cellulaire (profondeur théorique estimée d'après les coupes histologiques de la racine de blé comprise entre 15 à $120\mu\text{m}$ en plaçant verticalement le système cuve-portoir-racine à l'aide du microélévateur. La racine baigne entretemps dans la solution de base (NaCl 50 mM, MES 2 mM, pH=5,7). une fois que l'électrode est correctement positionnée et qu'un signal stable peut être observé, les solutions de mesure contenant K^+ sont percolées dans la cuve, grâce à un système de perfusion gravitationnel contrôlé par un système de robinets d'arrêt, en introduisant un épisode de lavage avec la solution de base entre les passages de deux solutions contenant le K^+ . L'acquisition des données se fait grâce au programme FETCHEX (version 6.02, Axon Instruments) en mode acquisition continue (Gap-free) exécuté sur un microordinateur interfacé (Interface Digidata 1200A, Axon Instruments, USA) à l'électrode (Axoprobe, Axon Instruments).(**Figure 8 B**).

2.6 Analyse statistique

Les résultats sont soumis à une analyse statistique descriptive et une analyse de la variance à un ou deux facteurs fixes de classification, les histogrammes présentés, rejoignent des valeurs moyennes encadrées par leurs écart- type, les moyennes sont comparées selon la méthode de Newman et Keuls (Dagnelie, 1999), en utilisant le logiciel PRISM. On considère que les résultats sont significatifs quand $P \leq 0,05$.



A. Schéma montrant la cuve de percolation et le support (en plexiglas) permettant d'y installer la racine



B. à gauche : schéma montrant le banc de micromanipulation pour la mesure du potentiel de membrane des cellules racinaires.

B. à droite : photo du dispositif expérimental montrant la cuve expérimentale installée sur le microélevateur avec la racine disposée horizontalement sur le portoir. **En haut,** la sonde portant le porte électrode positionné à la verticale de racine.

Figure 8. Dispositif expérimental de mesure du potentiel de membrane de cellules des couches périphériques de la racine.

Résultats et discussion

1. Résultats

1.1 Influence des stress abiotiques sur les paramètres morphologiques, physiologiques, biochimiques et enzymatiques de deux variétés de blé dur

1.1.1 Paramètres morphologiques

1.1.1.1 Taux de germination

a. Effet du stress salin sur le taux de germination

L'évolution du taux de germination des deux variétés de blé dur « *GTA dur* » et « *Semito* » soumises au stress salin après 9 jours de traitement, est illustré dans la (**Figure 9**).

L'analyse des résultats montre que la concentration de NaCl dans le milieu influe sur le taux de germination des deux espèces étudiées. Cette influence est confirmée par l'analyse de la variance à un seul critère de classification dont la différence des moyennes est très hautement significative ($p < 0,001$) pour les deux variétés de blé dur « *GTA dur* » et « *Semito* ».

Comparativement au témoin, on remarque que le taux de germination diminue significativement dès la dose 50 mM. Pour le traitement avec la plus forte concentration (100 mM), le taux de germination passe de 93,33 % pour le témoin à 26,66% et 86,66% à 23,33% pour *GTA dur* et *Semito* respectivement. Le taux de germination des graines diminue considérablement au fur et à mesure que la concentration en sel augmente.

b. Effet du Zinc sur le taux de germination

La (**Figure 10**) représente le taux de germination des deux variétés de blé dur « *GTA dur* » et « *Semito* » soumises à différentes doses de Zinc.

L'analyse de la variance à un seul critère de classification révèle, qu'il n'existe pas de différence significative ($p > 0,05$). Le taux de germination des deux espèces étudiées « *GTA dur* » et « *Semito* » semble indifférent à l'application de différentes doses de Zinc et ne présente pas de différence significative vis-à-vis du niveau de traitement.

Le taux de germination reste presque stable. On remarque une légère augmentation, où elle passe de 93,33% pour le témoin pour atteindre 96,66% et 100% et de 86,66% à 96,66% avec le traitement 0,12 mM et 0,25 mM pour les deux variétés de blé dur *GTA dur* et *Semito* respectivement. Donc on peut dire que le Zinc augmente le taux de germination.

Le taux de germination ne semble pas affecté pour le traitement avec les différents traitements au Zinc pour les deux variétés.

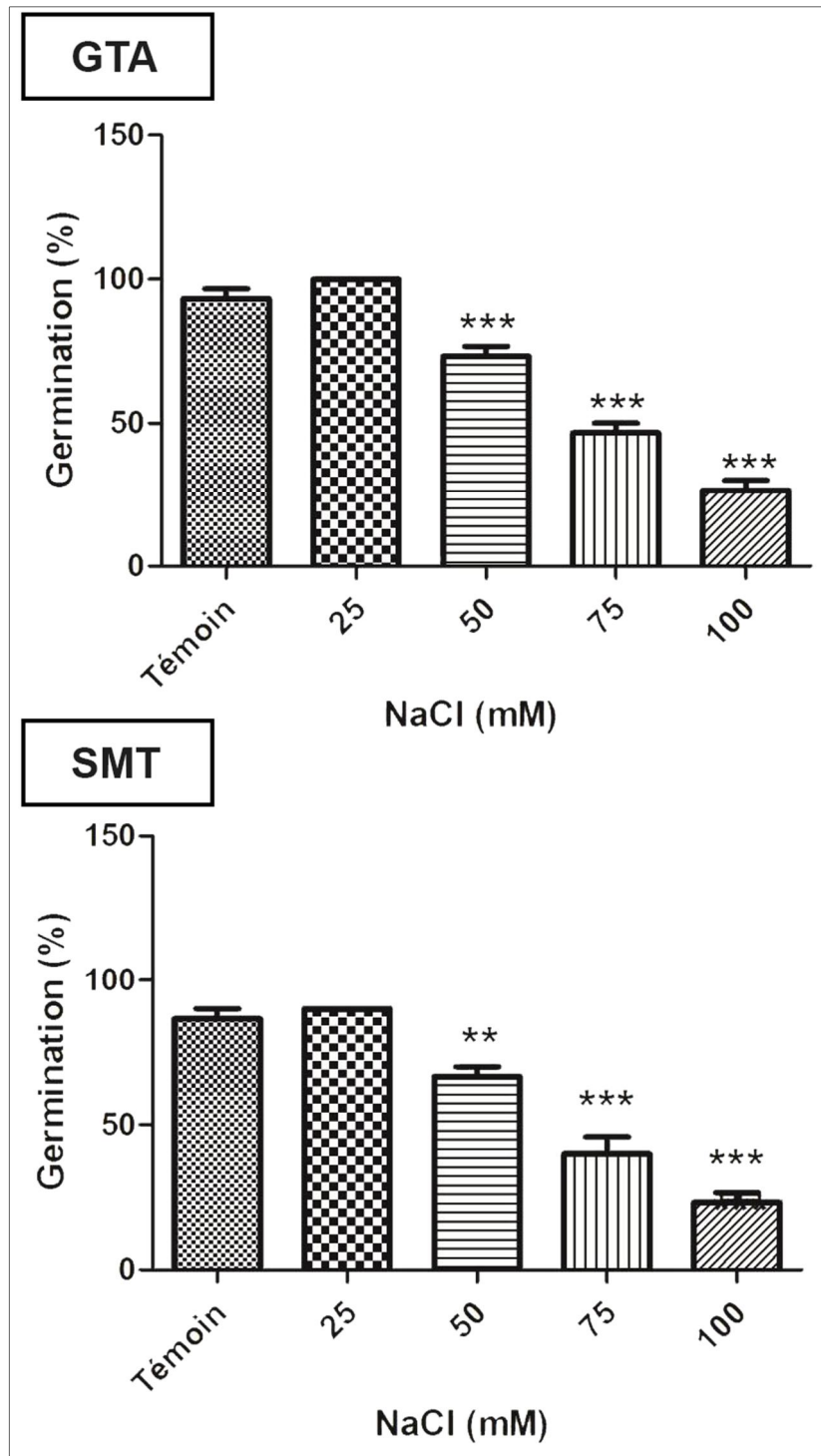


Figure 9. Taux de germination de deux variété de blé dur « *GTA dur* » et « *Semito* » soumis au stress salin

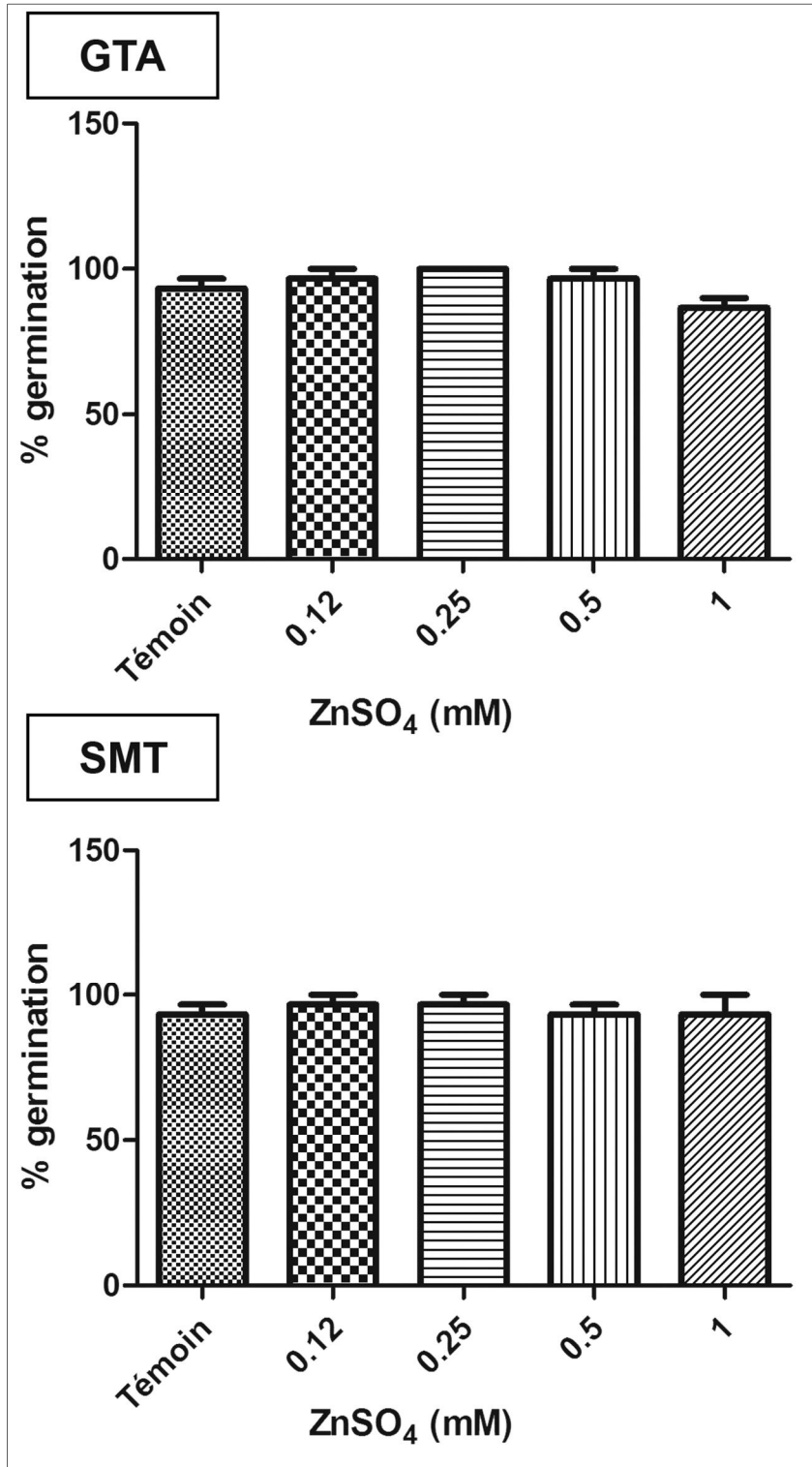


Figure 10. Taux de germination des deux variétés de blé dur « *GTA* dur » et « *Semito* » soumis à différent traitement au ZnSO₄.

1.1.1.2 Longueur des feuilles et des racines

a. Effet du stress salin sur la longueur des feuilles et de racines

Les (**Figure 11**) et (**Figure 12**), représentent l'évolution de la longueur des feuilles et des racines des deux variétés de Blé dur « *GTA dur* » et « *Semito* » respectivement, soumises au Stress salin. L'analyse de la variance à un seul critère de classification à montrer une diminution très hautement significative ($p < 0,001$) dans les feuilles et les racines des deux variétés de blé.

L'application de NaCl à faibles doses (25 mM) enregistre un résultat hautement significatif par rapport au témoin dans les feuilles chez la variété « *GTA dur* ». L'effet du stress salin aux plus fortes concentrations (75 mM et 100 mM) a révélé une diminution très hautement significative ($p < 0,001$), où la longueur des feuilles diminue de la valeur 16,53 cm, moyenne du témoin non stressé à 8,56 cm, valeur moyenne mesurée sous stress de 100 mM NaCl (**Figure 11**).

La croissance racinaire en longueur pour les graines traitées par une faible concentration de NaCl (25 mM) semble indifférente à la contrainte saline et ne présente pas de différence significative vis-à-vis du faible niveau de salinité. Alors qu'en augmentant le niveau de la salinité, on observe une diminution de la longueur des racines par rapport au témoin, elle passe de 17,66 cm (témoin) à 13,16 cm, 9,96 cm, 5,2 cm et 3,06 cm avec les dose les doses 75 et 100 mM respectivement chez les variétés « *GTA dur* » (**Figure 11**). Les résultats sont illustrés dans la (**Figure 11**), ce fait est confirmé par l'analyse de la variance à un seul critère de classification dont la différence très hautement significative ($p < 0,001$).

Chez la variété « *Semito* », tandis que l'application d'une faible dose de NaCl (25 mM), a donné un effet non significatif ($p > 0,05$) sur la longueur des feuilles, l'analyse de la variance avec la dose 50 mM commence à révéler une diminution significative. Avec les plus fortes doses (75 et 100 mM), l'analyse statistique enregistres une variance très hautement significative. La longueur des feuilles passe de 15,86 cm (témoin) à 8,63 cm et 5,43 cm avec 75 et 100 mM de NaCl respectivement (**Figure 12**).

Autant que les feuilles, les racines sont aussi touchées par l'agressivité de la salinité dans le milieu. Malgré son indifférence avec la dose 25 mM, l'augmentation du niveau de la salinité, semble affecter ce paramètre, on observe une diminution de la longueur des racines pour les deux variétés par rapport au témoin. La longueur des racines passe de 14,6 cm (témoin) pour atteindre 5,3 et 4,86 cm avec la dose 75mM et 1,06 cm et 2,76 cm avec la dose 100 mM chez les variétés *GTA dur*, *Semito* respectivement (**Figure 12**).

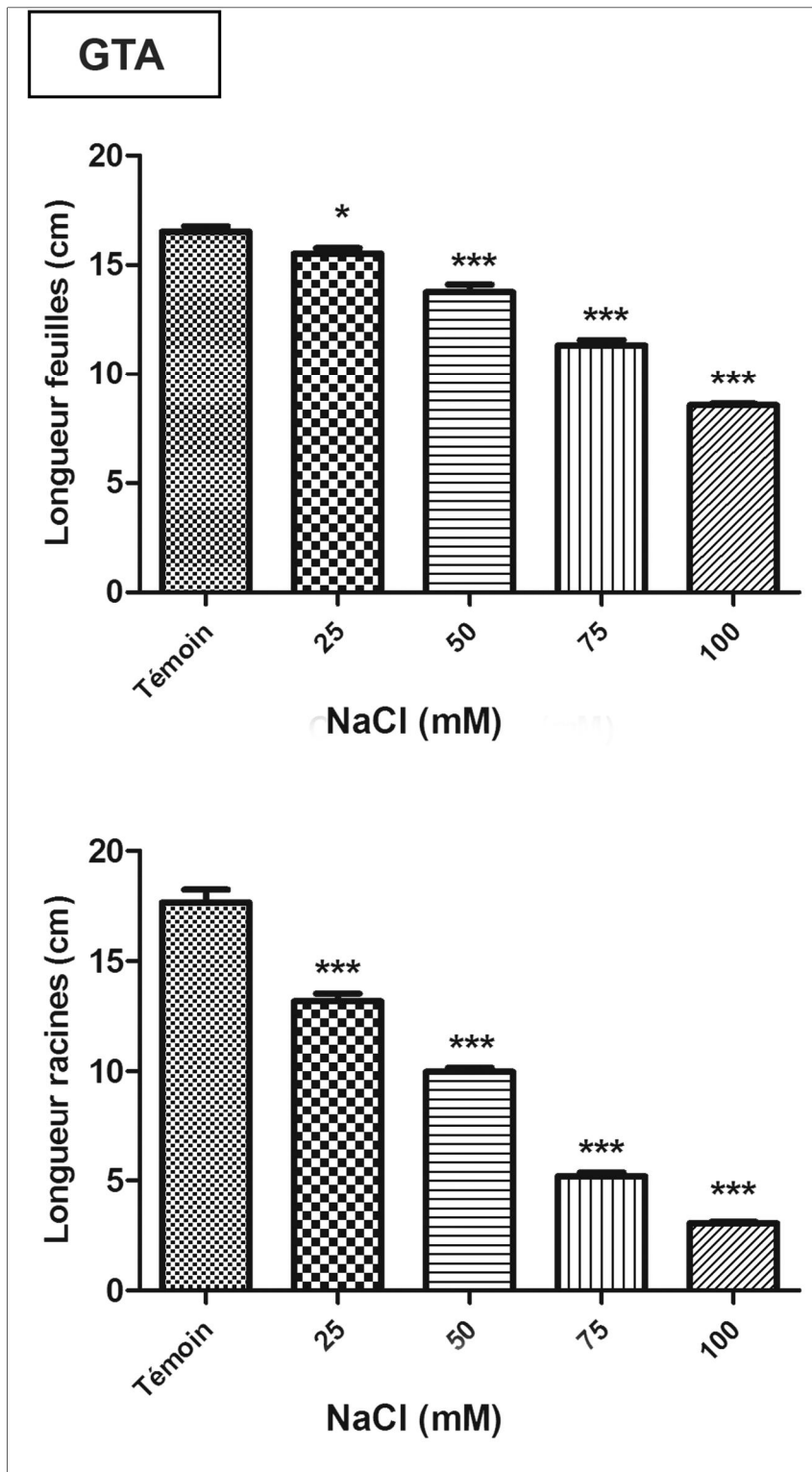


Figure 11. Longueur des feuilles et des racines de la variété « *GTA dur* » soumise au stress salin

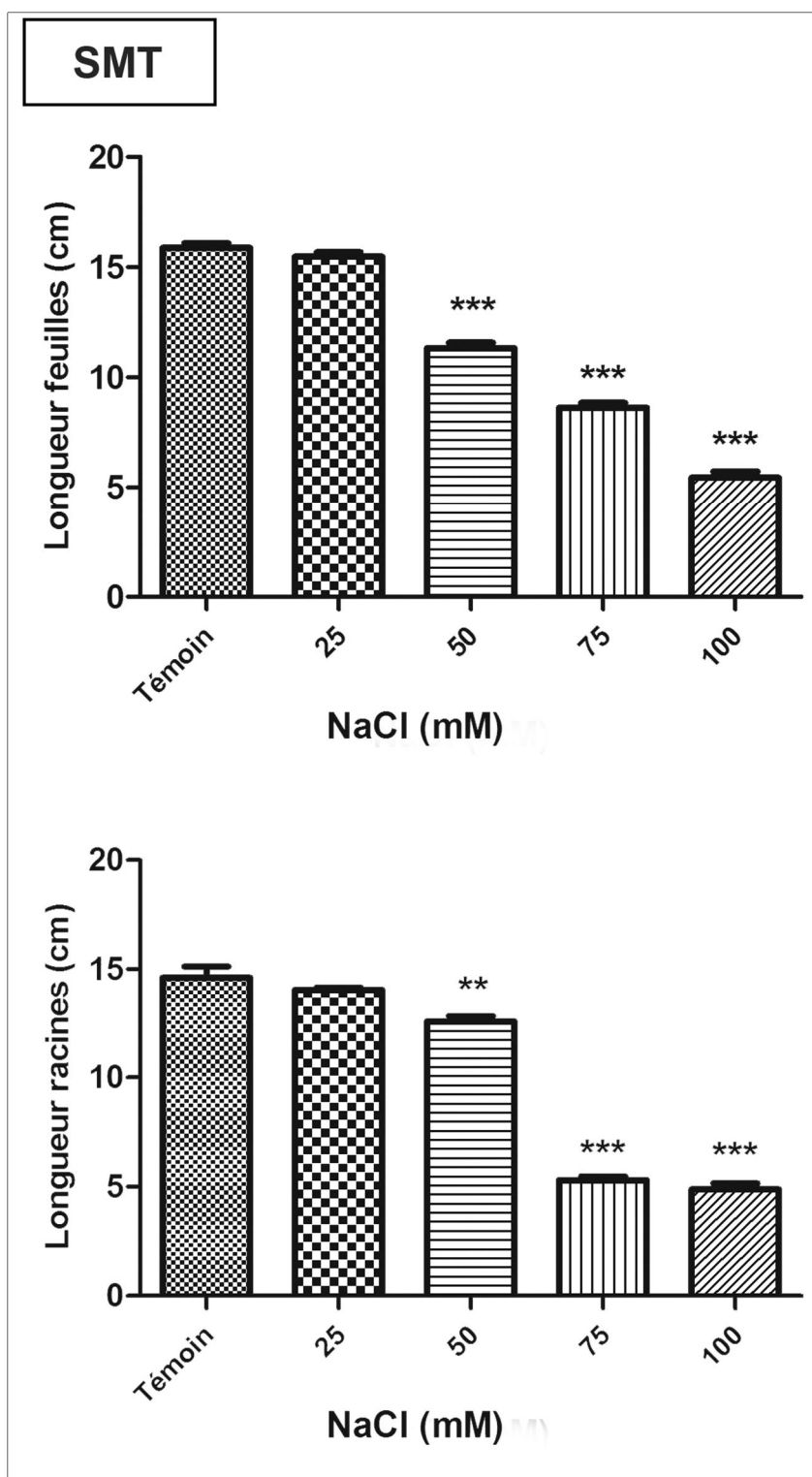


Figure 12. Longueur des feuilles et des racines de la variété « *Semito* » soumise au stress salin

b. Effet du Zinc sur la longueur des feuilles et de racines

Les (**Figure 13 et Figure 14**) représentent l'évolution de la longueur des feuilles et des racines des deux variétés de Blé dur « *GTA dur* » et « *Semito* » soumises à différentes doses de Zinc (ZnSO_4). L'analyse de la variance à un seul critère de classification à montrer une diminution très hautement significative ($p < 0,001$) pour les deux variétés de blé.

Chez la variété *GTA dur*, l'application du Zinc à faibles doses (0,12 mM et 0,25 mM), a donné un effet non significatif ($p > 0,05$) sur la longueur des feuilles par rapport au témoin. Seulement avec la plus forte concentration (1 mM) de Zinc, on enregistre une diminution très hautement significative ($p < 0,001$), où la longueur des feuilles passe de 16,53 cm chez le témoin à 14 cm.

La longueur racinaire de la variété « *GTA dur* » est représenté dans la (**Figure 13**). L'analyse de la variance à un seul critère de classification révèle un résultat très hautement significative ($p < 0,001$) pour ce paramètre. Nos résultats font ressortir que, la croissance racinaire en longueur pour les plantules traitées à faible dose de traitement ZnSO_4 (0,25 mM), enregistre une diminution hautement significative pour la variété *GTA*. À partir de du traitement 0,5 mM, l'effet de Zinc commence à être plus intensif. L'analyse de la variance enregistre une diminution très hautement significative de la longueur des racines chez la variété *GTA dur*. La longueur des racines passe de 17,66 cm chez le témoin, pour atteindre 3,3 cm et 2,76 cm avec 0,5 mM et 1 mM ZnSO_4 chez les variétés *GTA dur*.

La longueur des feuilles chez la variété *Semito*, enregistre une diminution significative par rapport au témoin (**Figure 14**). Tandis que le traitement à la plus forte concentration (1 mM) de Zinc, à révéler une diminution très hautement significative ($p < 0,001$). Elle passe 15,86 cm chez le témoin, à 11,93 cm, avec 1 mM ZnSO_4 .

Pour la longueur des racines, dès la plus faible dose de traitement (0,25 mM ZnSO_4), on remarque une diminution très hautement significative chez la variété *Semito*. La longueur des racines passe de 14,6 cm chez le témoin à 2,43cm 1,36cm avec 0,5 mM et 1 mM ZnSO_4 . On remarque que la partie souterraine est plus affectée par le traitement avec les différent traitement de Zinc que la partie aérienne.

1.1.2 Paramètre physiologiques

1.1.2.1 Teneur relative en eau (TRE)

a. Effet du stress salin sur la teneur relative en eau

L'analyse de la teneur relative en eau, permet de décrire d'une manière globale le statut hydrique de la plante et d'évaluer l'aptitude à réaliser une bonne osmorégulation et de maintenir une turgescence cellulaire (Morant-Manceau et al.,2004).

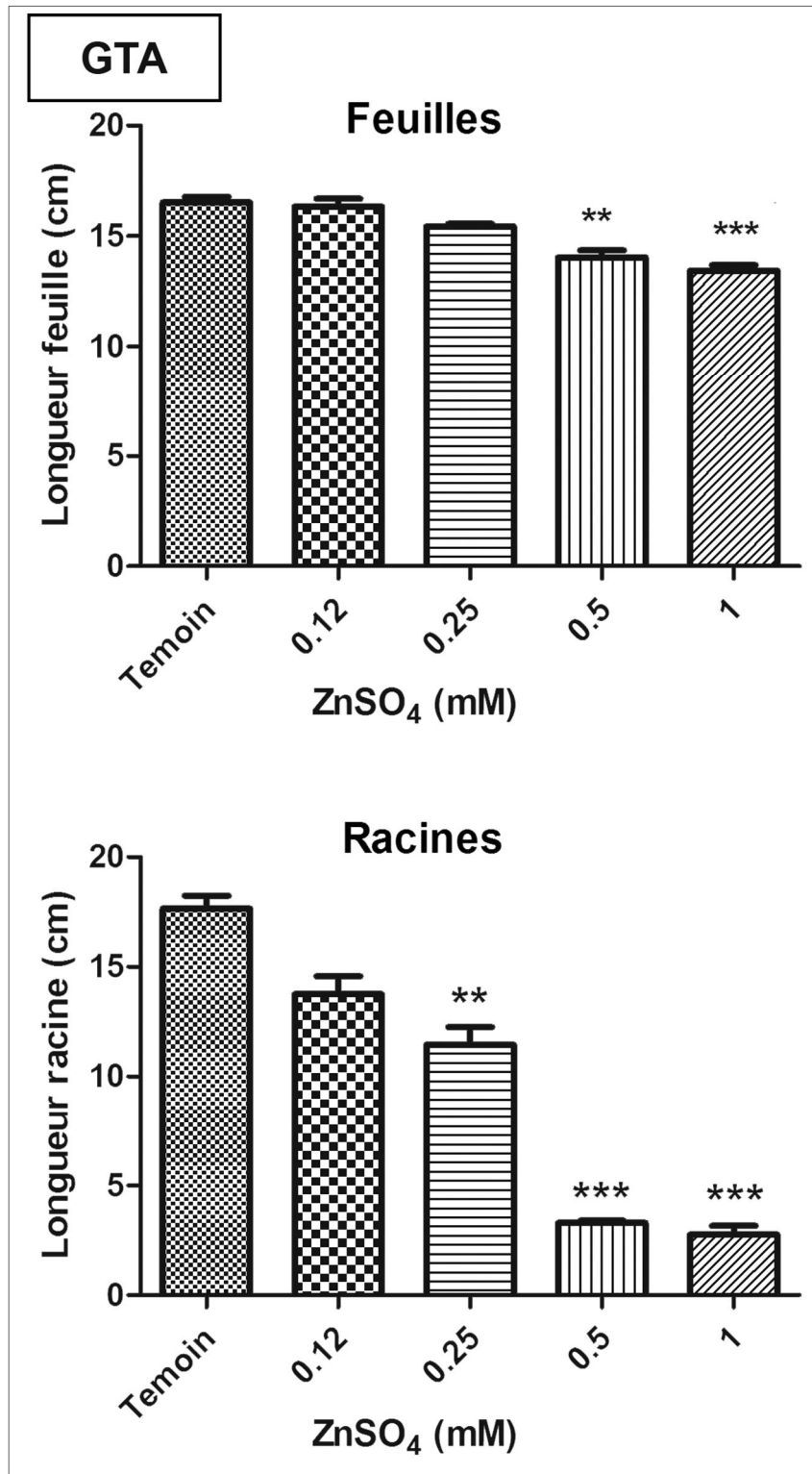


Figure 13. Longueur des feuilles et des racines de la variété « *GTA dur* » soumise à différentes doses de ZnSO₄.

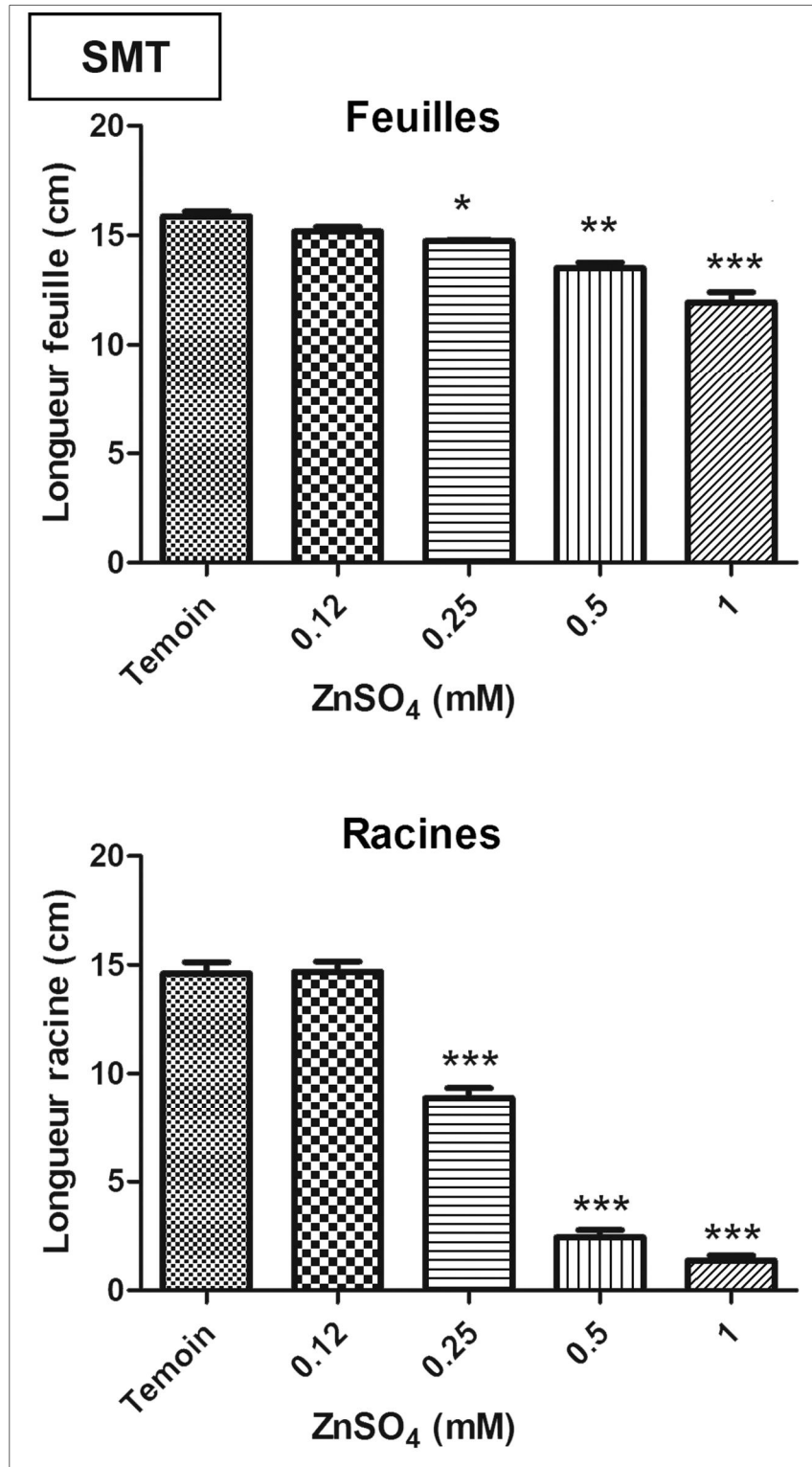


Figure 14. Longueur des feuilles et des racines de la variété « *Semito* » soumise à différentes doses de ZnSO₄.

D'autre part, la salinité est un phénomène complexe qui conduit souvent à un stress osmotique dû à la diminution des quantités d'eau disponible au niveau de la rhizosphère, suite à la réduction de l'aptitude des plantes à absorber l'eau. Les **(Figure 15, 16)** montre que la teneur relative en eau (TRE) des parties aérienne et souterraine des deux variétés de blé dur « *GTA dur* » et « *Semito* » après 3, 6 et 9 jours de traitement.

Elle varie en se décroissant sous l'effet de la salinité. Chez la variété *GTA*, la teneur relative en eau (TRE) dans les feuilles, montre une augmentation hautement significative de cette dernière avec la dose 25 mM et après 3 jours de traitement. Elle passe de 59,57 % à 81,2 % pour le traitement salin soit une augmentation de 36,31 %. Cette augmentation continue d'une façon très hautement significative après 6 jours de traitement, où elle atteint 86,59% de teneur relatif en eau **(Figure 15)**. À partir de la dose 50mM, l'analyse de la variance après 3 jours de traitement, enregistre un résultat non significatif, alors qu'après 6 jours de traitement on enregistre une diminution hautement significative. Pour la dose 100 mM l'intensité de stress semble plus agressive et l'analyse de la variance montre une diminution très hautement significative, où on enregistre une teneur relative en eau de 39,97 %, 32,23 % et 30,41 % par rapport au témoin après 3, 6 et 9 jours de traitement.

Aussi bien dans les feuilles, l'action dépressive de la salinité, à montrer une chute de la teneur relatif en eau dans les racines de la variété *GTA dur* **(Figure 15)**. Elle devient de plus en plus nette au fur et à mesure que le niveau de stress s'accroît. Seulement avec le traitement à la plus faible dose (25 mM) après 3 jours de traitement, on note une diminution hautement significative ($p < 0,01$), qui change de stratégie après 6 et 9 jours et augmente d'une façon très hautement significative ($p < 0,001$). Elle passe de 61,86% et 64,80% chez le témoin à 68,02% et 76,21% après 6 et 9 jours de traitement respectivement. À partir de la dose 50 mM, on remarque que la teneur relative en eau (TRE), diminue dans les racines avec l'augmentation du taux de stress salin dans le milieu. On enregistre une diminution de (TRE) de 9,28%, 10,10% et 18,65% par rapport au témoin après 3, 6 et 9 jours de traitement.

Chez la variété *Semito*, l'analyse de la variance est très hautement significative dans les feuilles et dans les racines. Avec la plus faible dose (25 mM), la teneur relative en eau enregistre un résultat non significatif après 6 et 9 jours de traitement **(Figure 16)**. Tandis qu'à partir de la dose 50 mM, on remarque que la teneur relative en eau dans les feuilles régresse d'une façon très hautement significative en augmentant l'intensité de stress salin. Elle passe de 86,81% chez le témoin à 74,85 %, 50,04 % et 23,92 % avec les doses 50, 75 et 100 mM respectivement, soit une réduction de 13,77 %, 42,35 % et 72,44 % après 9 jours de traitement.

Dans les racines, l'analyse de la variance à deux critères de classification (dose x temps) révèle une variance très hautement significative ($p < 0,001$). Après 3, 6 et 9 jours de traitement

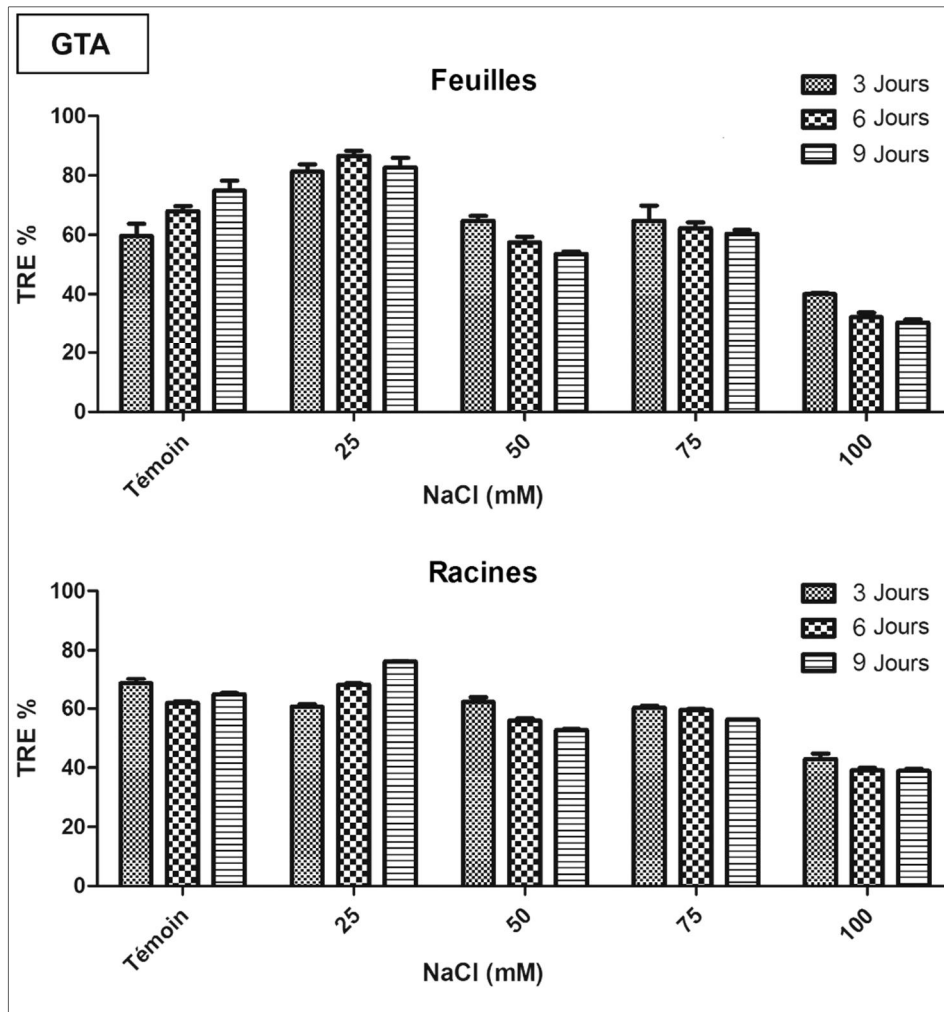


Figure 15. Teneur relative en eau (TRE) des feuilles et des racines pour la variété « *GTA dur* » après 3, 6, 9 jours de traitement.

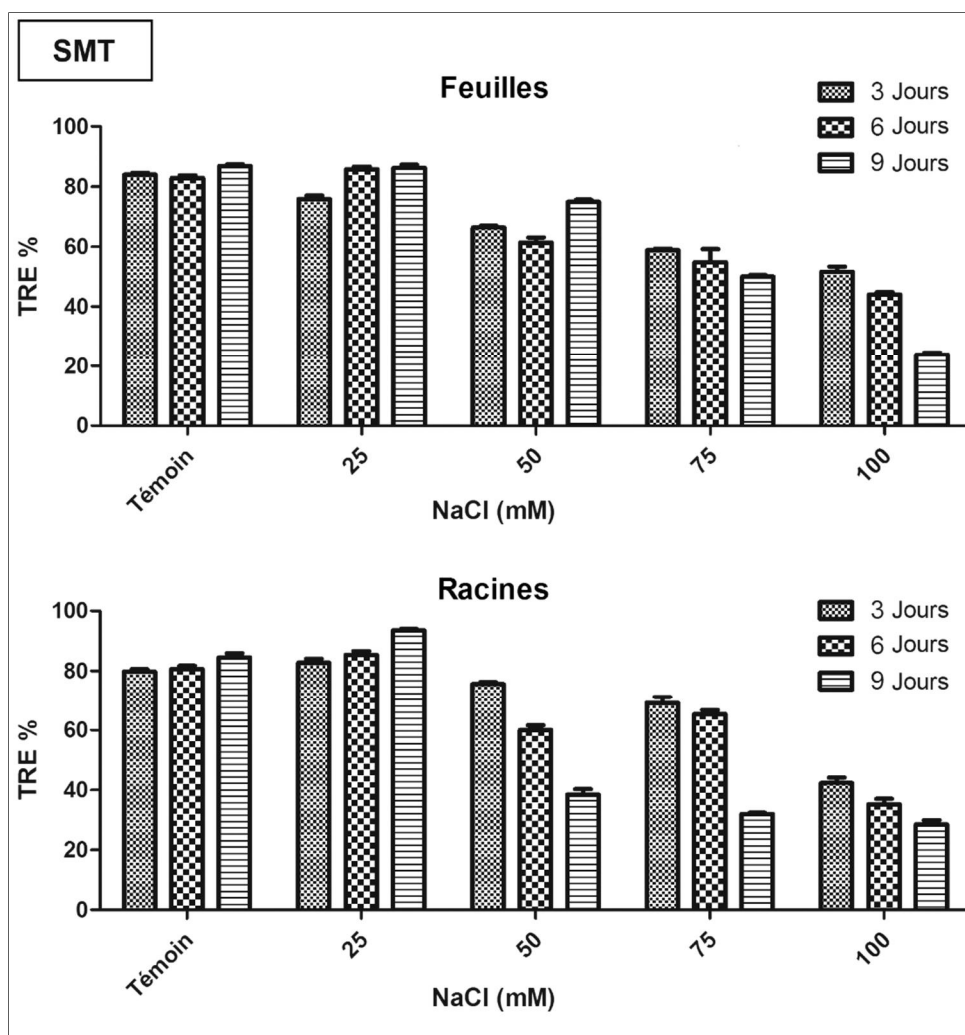


Figure 16. Teneur relative en eau (TRE) des feuilles et des racines pour la variété « *Semito* » après 3, 6, 9 jours de traitement.

l'analyse de la variance à un seul critère de classification montre une différence très hautement significative. L'application de la plus faible dose de traitement entraîne un maintien et une augmentation de la teneur relative en eau dans les racines de la variété *Semito*, où elle passe de 84,49% à 93,51% avec la dose 25 mM après 9 jours de traitement (soit une augmentation de 10,67%). À partir de la dose 50 mM NaCl, la teneur relative en eau diminue et en augmentant l'intensité de stress elle diminue plus. La TRE subit une réduction de 66,29% dans les racines de la variété « *Semito* » avec la plus forte dose (100 mM NaCl) après 9 jours de traitement.

b. Effet du Zinc sur la teneur relative en eau

Les (Figure 17 et Figure 18) montrent que la teneur relative des deux variétés de blé dur « *GTA dur* » et « *Semito* » après 3, 6 et 9 jours de traitement aux différentes doses de Zinc dans les parties aérienne et souterraine. L'analyse de la variance à deux critères montre une différence très hautement significative ($p < 0,001$) pour les deux variétés dans les parties aérienne et souterraine.

Après le traitement des plantules avec les différentes doses de $ZnSO_4$, les résultats de teneur relative en eau dans les feuilles, montre une augmentation significative pour la variété *GTA dur* avec les doses 0,12 et 0,25 mM après 9 jours de traitement. On enregistre une teneur relative en eau qui passe de 74,83% chez le témoin à 85,76% et 83,36% avec 0,12, 0,25 $ZnSO_4$. Tandis qu'avec les doses 0,5 et 1 mM $ZnSO_4$, l'analyse de la variance à un seul critère de classification montre une diminution très hautement significative de la (TRE) dans les feuilles des deux variétés de blé dur. On enregistre une diminution de 12,79%, 36,38% et 57,81% de la teneur en eau avec la dose 0,5 mM et de 30,60%, 42,39% et 52,17% avec la dose 1 mM après 3, 6 et 9 jours de traitement respectivement.

Dans les racines, on enregistre une augmentation très hautement significative de la (TRE) avec les doses 0,12 et 0,25 mM $ZnSO_4$ après 6 et 9 jours de traitement. Elle passe de 68,52% à 74,71 %, 73,96 %, de 61,86 % à 77,06 %, 77,58 % et de 64,80 % à 77,83 %, 79,27 % avec les doses 0,12 et 0,25 mM $ZnSO_4$ après 3, 6 et 9 jours de traitement respectivement.

Avec les fortes concentrations de $ZnSO_4$ (0,5 et 1 mM), l'analyse de la variance révèle une diminution très hautement significative de la teneur relative en eau. Elle diminue d'une valeur de 24,43%, 18,94% et 46,01% avec 1 mM de $ZnSO_4$ après 3, 6 et 9 jours de traitement respectivement.

Chez la variété *Semito*, on enregistre une augmentation significative de la teneur relative en eau dans les feuilles avec la dose 0,25 mM après le 9^{ème} jour de traitement, elle passe de 86,81% à 89,26%. Le traitement aux doses 0,5 et 1 mM, enregistre une diminution très hautement significative de le (TRE). Elle passe de 83,95%, 82,89%, 86,81% chez le témoin à 57,33%, 54,73%, 51,59% avec la dose 1 mM après 3, 6 et 9 jours de traitement respectivement.

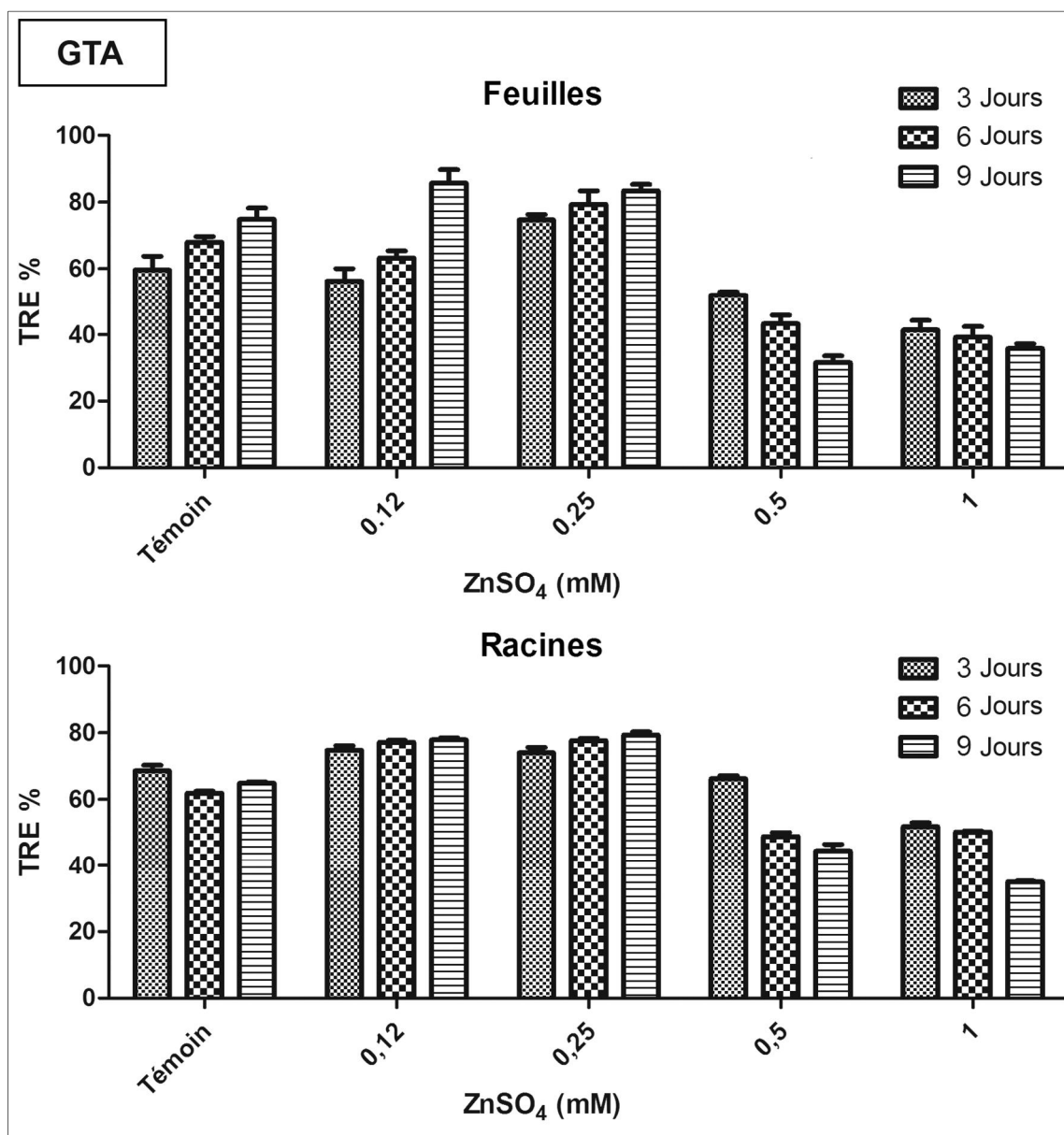


Figure 17. La teneur relative en eau (TRE) des feuilles et racines de la variété « *GTA dur* » soumise à différent traitement au Zinc.

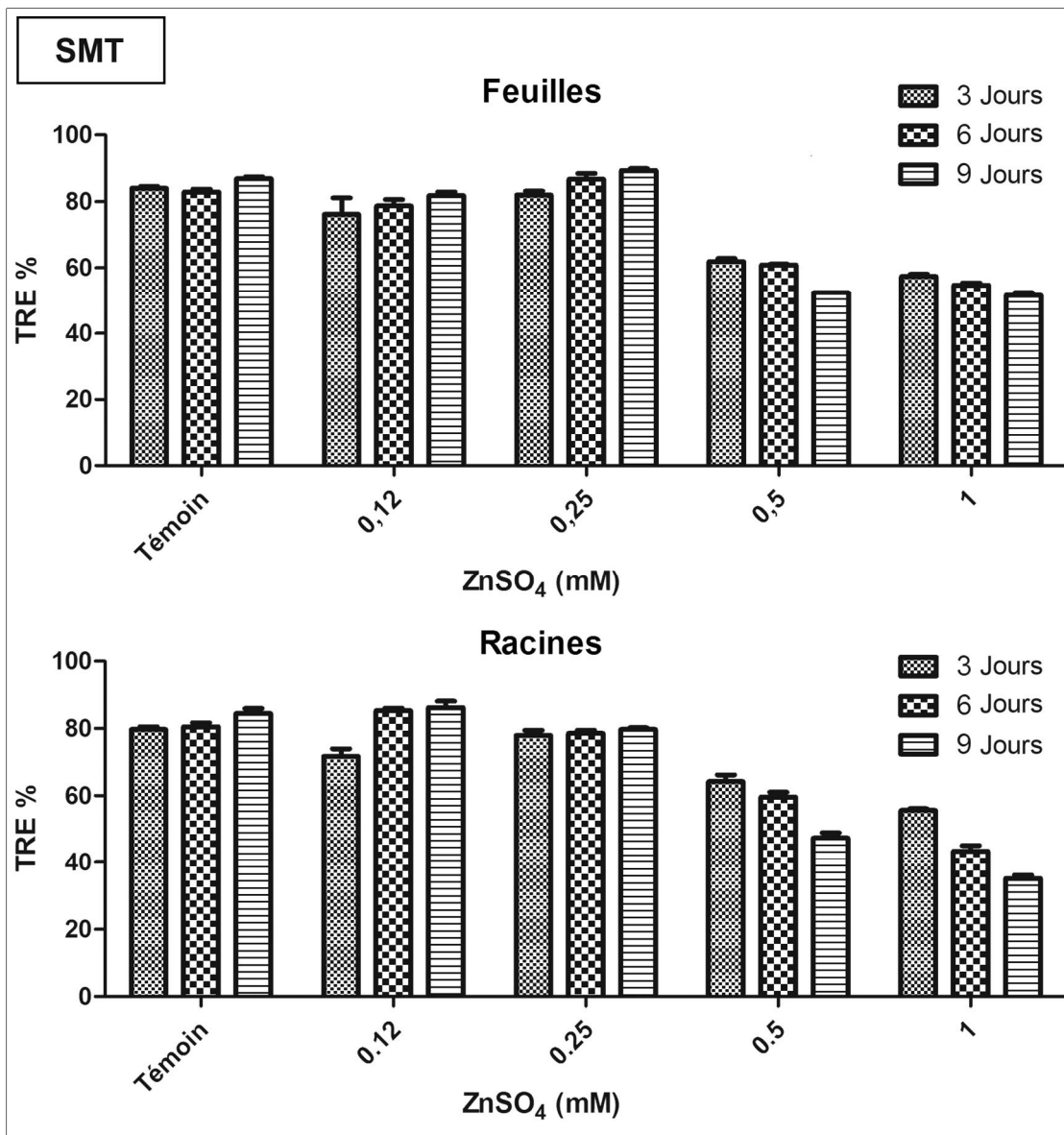


Figure 18. La teneur relative en eau (TRE) des feuilles et racines de la variété « *Semito* » soumise à différent traitement au Zinc.

L'analyse de la variance de (TRE) dans les racines de la variété *Semito* n'est pas significative pour les deux faibles doses (0,12 et 0,25 mM). Par contre pour les deux autres doses (0,5 et 1 mM) une diminution très hautement significative est révélée après 3, 6 et 9 jours de traitement. La teneur relative en eau chez le témoin passe de 79,69% à 55,63%, de 80,55% à 43,45% et de 84,49% à 35,24% avec la plus forte concentration après 3, 6 et 9 jours avec de traitement.

1.1.2.2 Effet de stress sur les teneurs des cations

a. Effet de stress salin sur les teneurs cations (Na^+ et K^+) dans les feuilles

D'après l'analyse de la variance on a trouvé que la salinité a un effet très hautement significatif sur la teneur en Na^+ et celle en K^+ , avec une interaction entre la variété et le stress salin. Pour les témoins on a observé que la teneur en Na^+ est moins concentrée par rapport au K^+ .

- **Teneurs de sodium (Na^+)**

D'après les résultats acquis dans la (**Figure 19**), on remarque que le sel favorise une augmentation du Na^+ au niveau foliaire en fonction de l'intensité saline pour les deux variétés de blé dur. En présence de NaCl à 25 mM, la teneur en sodium augmente très fortement en passant de 11,09 ppm à 133,1 ppm chez la variété *GTA dur* et de 27,97 ppm à 110,2 ppm chez la variété *Semito*. Les doses de sel plus élevées provoquent une augmentation supplémentaire de Na^+ . Les teneurs en sodium des plantules témoins sont 21 fois plus faibles pour la variété *GTA dur* et 5 fois plus faible pour la variété *Semito* avec le traitement à la plus forte concentration (100 mM NaCl). Elles sont estimées à 235,9 ppm et 161,5 ppm chez *GTA dur* et *Semito* respectivement.

- **Teneurs de potassium (K^+)**

La (**Figure 20**) représente le taux de potassium (K^+) dans les feuilles de deux vérités de blé dur (*GTA dur* et *Semito*) soumises au stress salin. L'analyse de la variance enregistre une diminution très hautement significative pour les deux variétés de blé.

la présence de NaCl dans le milieu de traitement à différentes doses entraine une réduction nette des teneurs en potassium qui diminue de 20% pour la variété *Semito* et de 48,84% pour la variété *GTA dur* par rapport aux témoins avec le traitement à la plus forte dose de NaCl (100 mM). Ces résultats montrent la sensibilité de l'alimentation potassique de la variété *GTA dur* qui réagit dès les faibles doses de NaCl (25 mM).

b. Effet de Zinc sur les teneurs de (Zn^{+2}) dans les feuilles

La (**Figure 21**) représente le taux de Zinc (Zn) dans les feuilles de deux vérités de blé dur (*GTA dur* et *Semito*) soumises au stress avec différentes doses de ZnSO_4 . L'analyse de la variance enregistre une augmentation très hautement significative pour les deux variétés de blé.

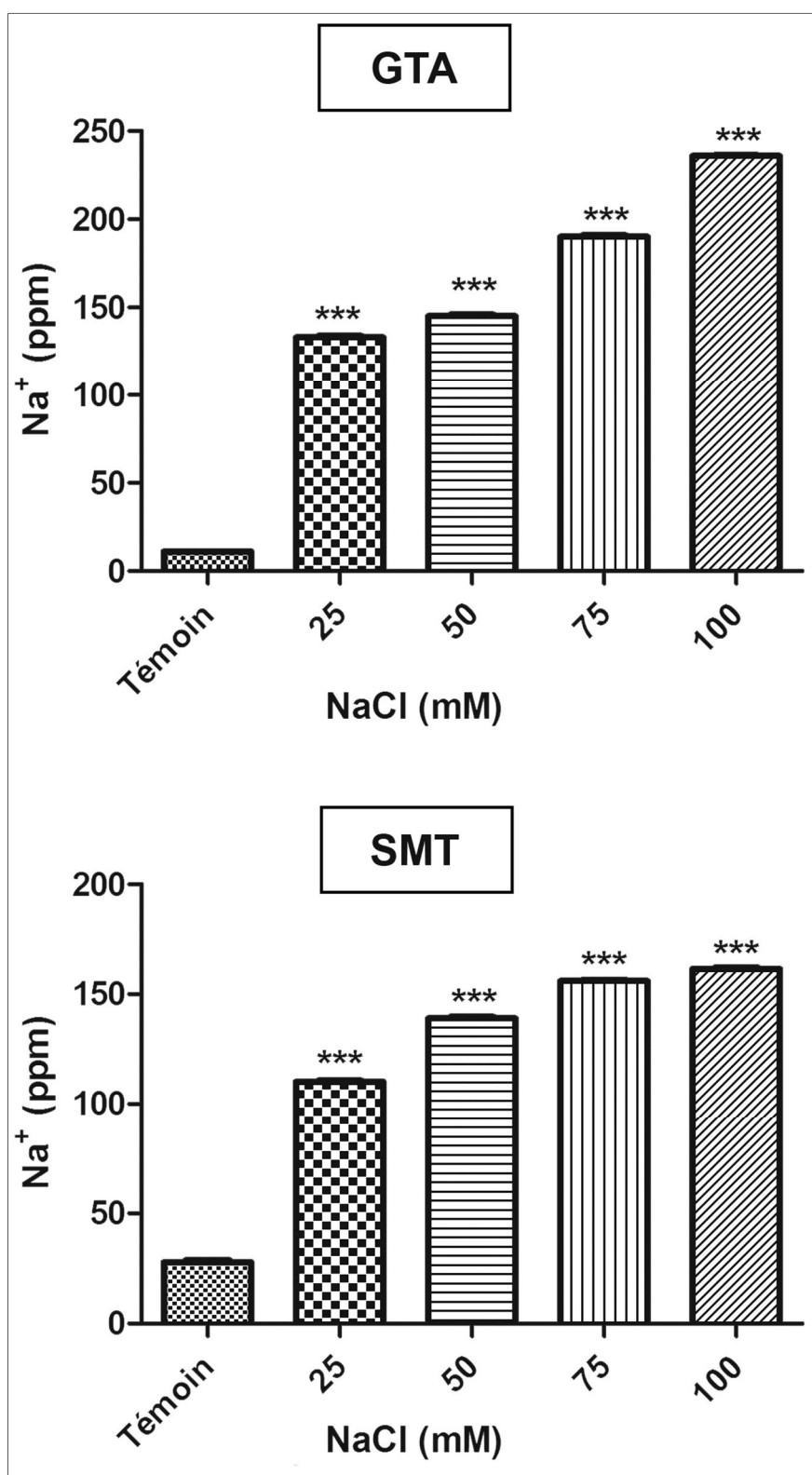


Figure 19. Teneurs de Sodium dans les feuilles des deux variétés de blé dur « *GTA dur* » et « *Semito* ».

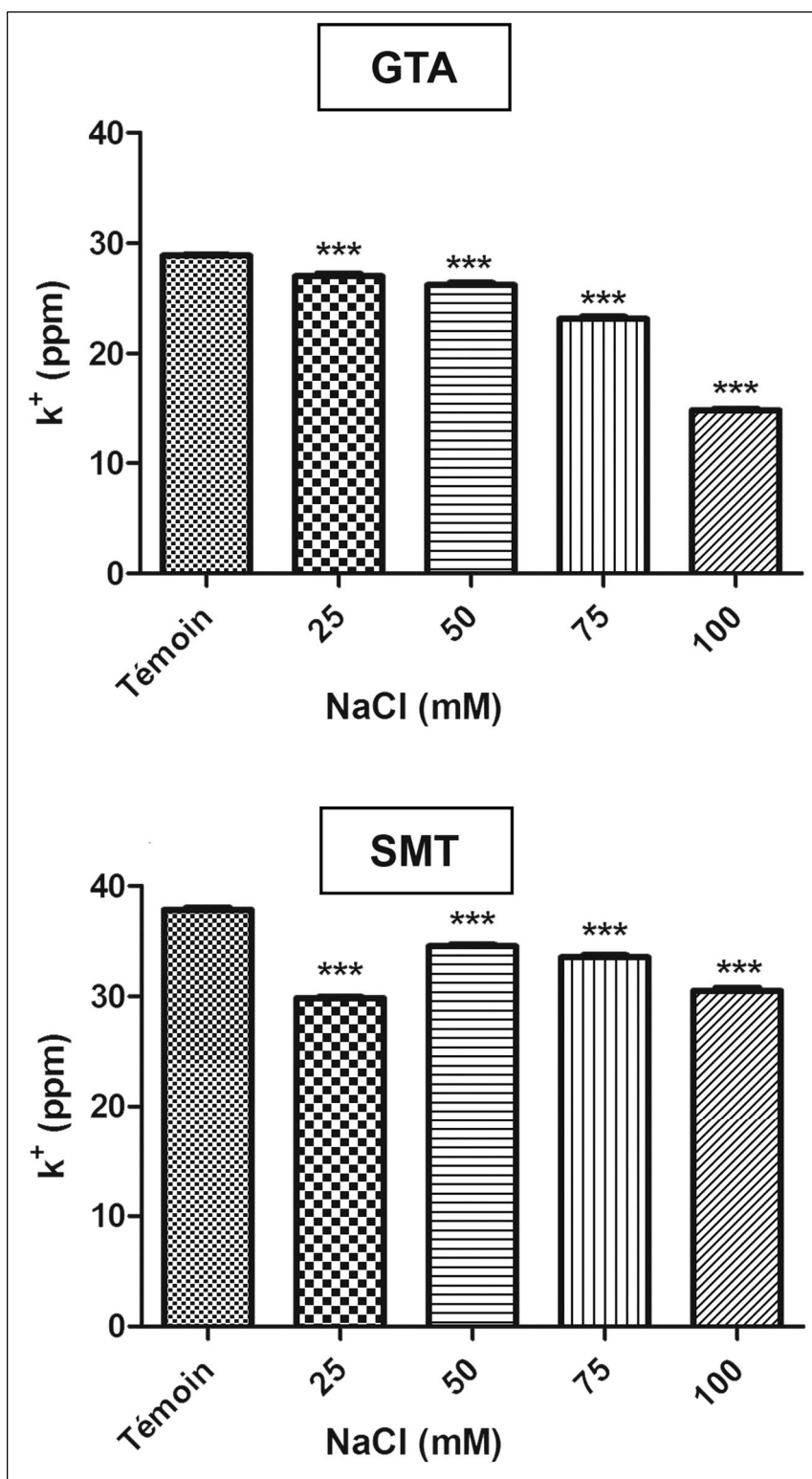


Figure 20. Teneurs de potassium dans les feuilles des deux variétés de blé dur « *GTA dur* » et « *Semito* ».

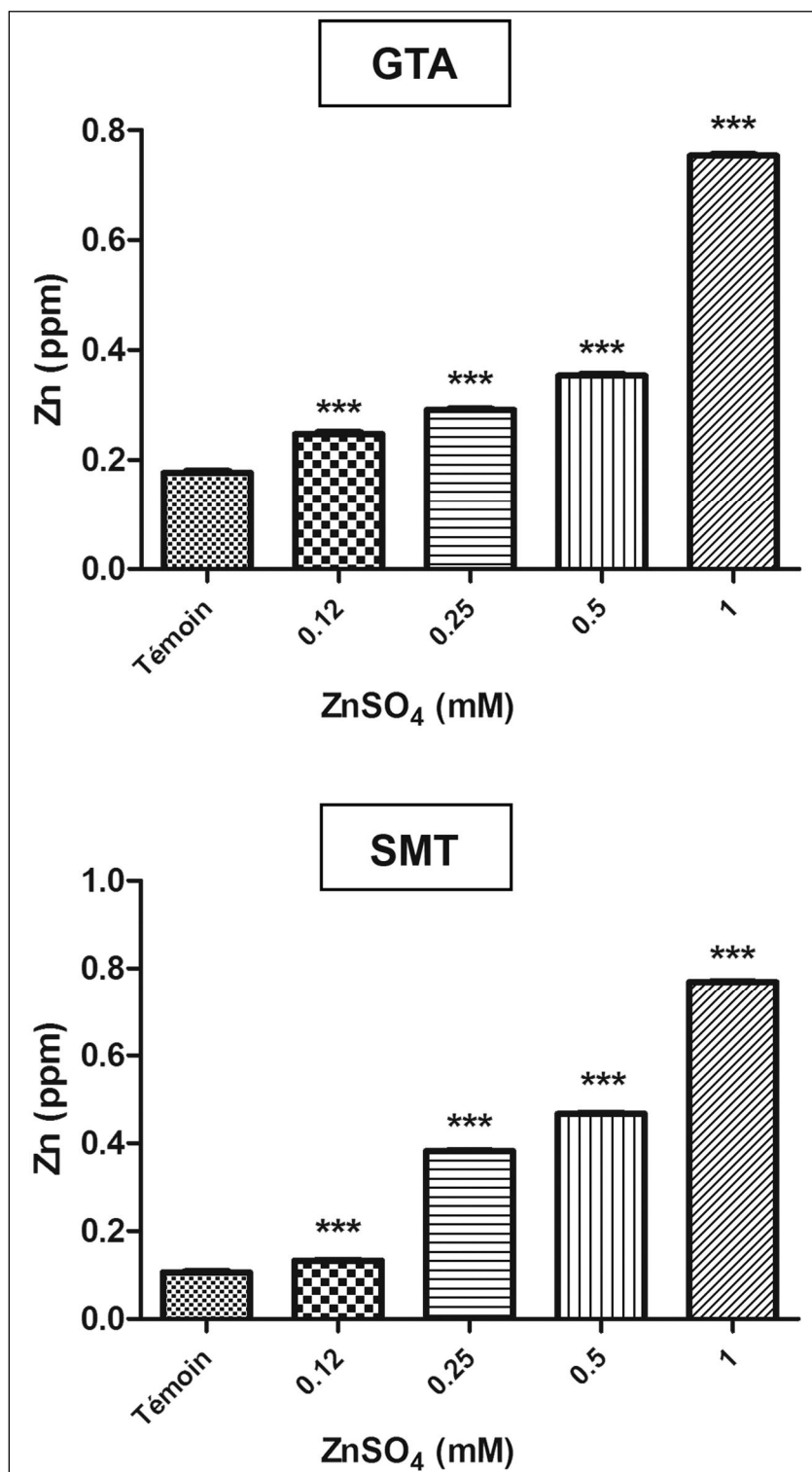


Figure 21. Teneurs de Zinc accumulé dans les feuilles des deux variétés de blé dur « *GTA dur* » et « *Semito* ».

La présence de $ZnSO_4$ dans le milieu de traitement à différentes doses entraîne une accumulation nette des teneurs en Zn. En présence de NaCl à 0,12 mM, la teneur en Zn augmente très fortement chez la variété *GTA dur* en passant de 0,177 ppm à 0,248 ppm. Chez la variété *Semito* elle passe de 0,106 ppm à 0,133 ppm. Les doses de $ZnSO_4$ plus élevées provoquent une augmentation supplémentaire. Les teneurs en sodium des plantules témoins sont 4,25 fois plus faibles pour la variété *GTA dur* et 7,25 fois pour la variété *Semito* avec le traitement à la plus forte concentration (1 mM $ZnSO_4$). Elles sont estimées à 0,754 ppm et 0,769 ppm chez *GTA dur* et *Semito* respectivement.

1.1.3 Paramètres biochimiques

1.1.3.1 Concentrations des pigments chlorophylliens

a. Effet de stress salin sur la concentration des pigments chlorophylliens

Les (Figure 22) et (Figure 23), présente les concentrations des pigments chlorophylliens des deux variétés de blé dur « *GTA dur* » et « *Semito* » soumises au stress salin après 3, 6, 9 jours de traitement. L'analyse de la variance à deux critères de classification (Dose x Temps) à montrer une diminution très hautement significative ($p < 0,001$) de la concentration de pigments chlorophyllien des deux variétés de blé.

- **Chlorophylle (a)**

En présence de 25 mM de NaCl, la concentration de la chlorophylle (a) chez la variété « *GTA dur* », montre une variance très hautement significative ($p < 0,001$). Elle passe de 16,89 $mg.g^{-1}$, 21,65 $mg.g^{-1}$ et 24,16 $mg.g^{-1}$ chez le témoin pour atteindre 14,76 $mg.g^{-1}$, 17,89 $\mu g.ml^{-1}$ et 22,71 $mg.g^{-1}$ après 3, 6 et 9 jours de traitement respectivement.

Chez la variété « *Semito* », le taux de chlorophylle (a) après 3 jours de traitement, ne semble pas affecté par l'augmentation de la salinité dans le milieu, où on enregistre une variance non significative ($p > 0,05$). Par contre elle est significative ($p < 0,05$) avec la plus forte concentration de NaCl (100 mM), il passe de 18,73 $\mu g.ml^{-1}$ chez le témoin, à 12 $mg.g^{-1}$. Après 6 et 9 jours de traitement l'application de stress aux doses 25 et 50 mM, révèle toujours une variance non significative. Par contre elle est très hautement significative ($p < 0,001$) avec les doses 75 et 100mM NaCl. La concentration de la chlorophylle (a) passe de 19,76 $\mu g.ml^{-1}$ et 23,92 $\mu g.ml^{-1}$ chez le témoin à 11,40 $\mu g.ml^{-1}$ et 10,56 $\mu g.ml^{-1}$ avec la dose 100 mM après 6 et 9 jours de traitement respectivement.

- **Chlorophylle (b)**

Une légère diminution de la concentration de la chlorophylle (b) est remarquée chez la variété *GTA dur*. L'analyse de la variance montre une diminution significative par rapport au témoin ($p < 0,05$) avec le traitement à la dose 25 mM, où elle passe de 7,31 $\mu g.g^{-1}$, 9,94 $\mu g.g^{-1}$

et 12,35 mg.g⁻¹ de le témoin, à 6,52 µg.ml⁻¹, 7,95 µg.g⁻¹ et 11,57 µg.ml⁻¹ après 3, 6 et 9 jours de traitement respectivement. Les plantules ayant reçu une forte dose de NaCl, soit 100 mM, l'analyse de la variance montre une diminution très hautement significative (p<0,001). La salinité a une action dépressive sur ce paramètre avec des réductions de 41,94% pour la chlorophylle (b) après 9 jours de traitement.

Chez la variété « *Semito* », l'analyse de la variance montre une diminution hautement significative pour la plus faible dose (25 mM), et une diminution très hautement significative pour les doses 50 et 75 mM après 3 jours de traitement. Le taux de la chlorophylle (b) passe de 14.36 µg.ml⁻¹ chez le témoin à 9,66 µg.g⁻¹, 7,33 µg.ml⁻¹ et 7,89 µg.g⁻¹ avec les doses 25, 50 et 75 mM respectivement. En revanche avec les plus forte dose et avec le temps 9 jours de traitement, on remarque une augmentation de la concentration de la chlorophylle (b). On enregistre 12.67 µg.ml⁻¹ avec le témoin qui passe à 17.78 µg.ml⁻¹ avec la dose 100 mM.

- **Chlorophylle (a+b)**

Les (Figure 22) et (Figure 23) représente la teneur en chlorophylle (a + b) des deux variétés de blé dur « *GTA dur* » et « *Semito* ». L'analyse de la variance a deux critères de classification (Dose x Temps), illustre une variance très hautement significative pour la variété « *GTA dur* » et significative pour la variété « *Semito* ».

Chez la variété « *GTA dur* », le taux de chlorophylle (a+b), augmente avec les doses 50 et 75 mM, tandis qu'il enregistre une diminution très hautement significative avec la dose 100 mM après 3 jours de traitement. En revanche à partir du 6 ème jour, en enregistre une diminution très hautement avec les doses de traitement salin. Il passe de 36,52 mg.g⁻¹ chez le témoin, à 34,29 µg.ml⁻¹, 18,69 µg.ml⁻¹, 18,26 µg.ml⁻¹ et 17,94 µg.ml⁻¹ avec les doses 25, 50, 75 et 100 mM respectivement après 9 jours de traitement.

Alors que chez la variété « *Semito* », le traitement salin a la plus faible dose (25 mM), n'entraîne pas une modification pour ce paramètre. Une diminution plus remarquable est noté avec les doses 75 et 100 mM. L'analyse de la variance à un seul critère de classification enregistre une variance très hautement significative. La concentration de chlorophylle totale chez le témoin passe de 36,60 µg.ml⁻¹ à 24,09 µg.ml⁻¹ et 28,34 µg.ml⁻¹ avec les doses 75 et 100 mM respectivement.

- **Caroténoïdes**

L'analyse de la variance de la concentration de caroténoïde montre une variance très hautement significative salin chez la variété « *GTA dur* » et hautement significative chez la variété « *Semito* »

Chez la variété « *GTA dur* », le taux des caroténoïdes passe de 9.32 µg.ml⁻¹ enregistré chez le témoin à 8,19 µg.ml⁻¹, 7,27 µg.ml⁻¹, 6,94 µg.ml⁻¹ et 4,68 µg.ml⁻¹ avec les doses 25, 50, 75

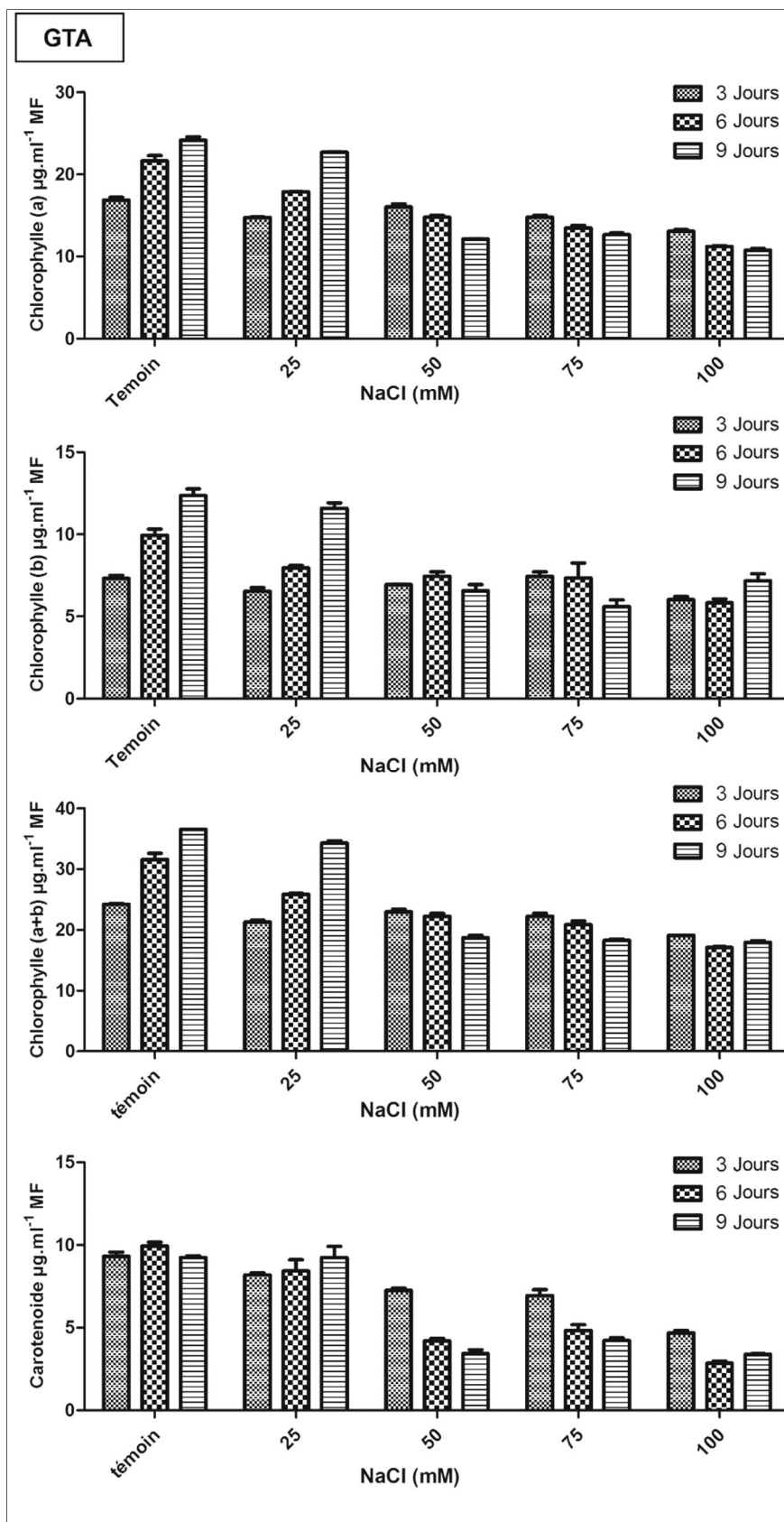


Figure 22. Concentrations des pigments chlorophylliens de la variété « GTA dur » après 3, 6, 9 jours de traitement.

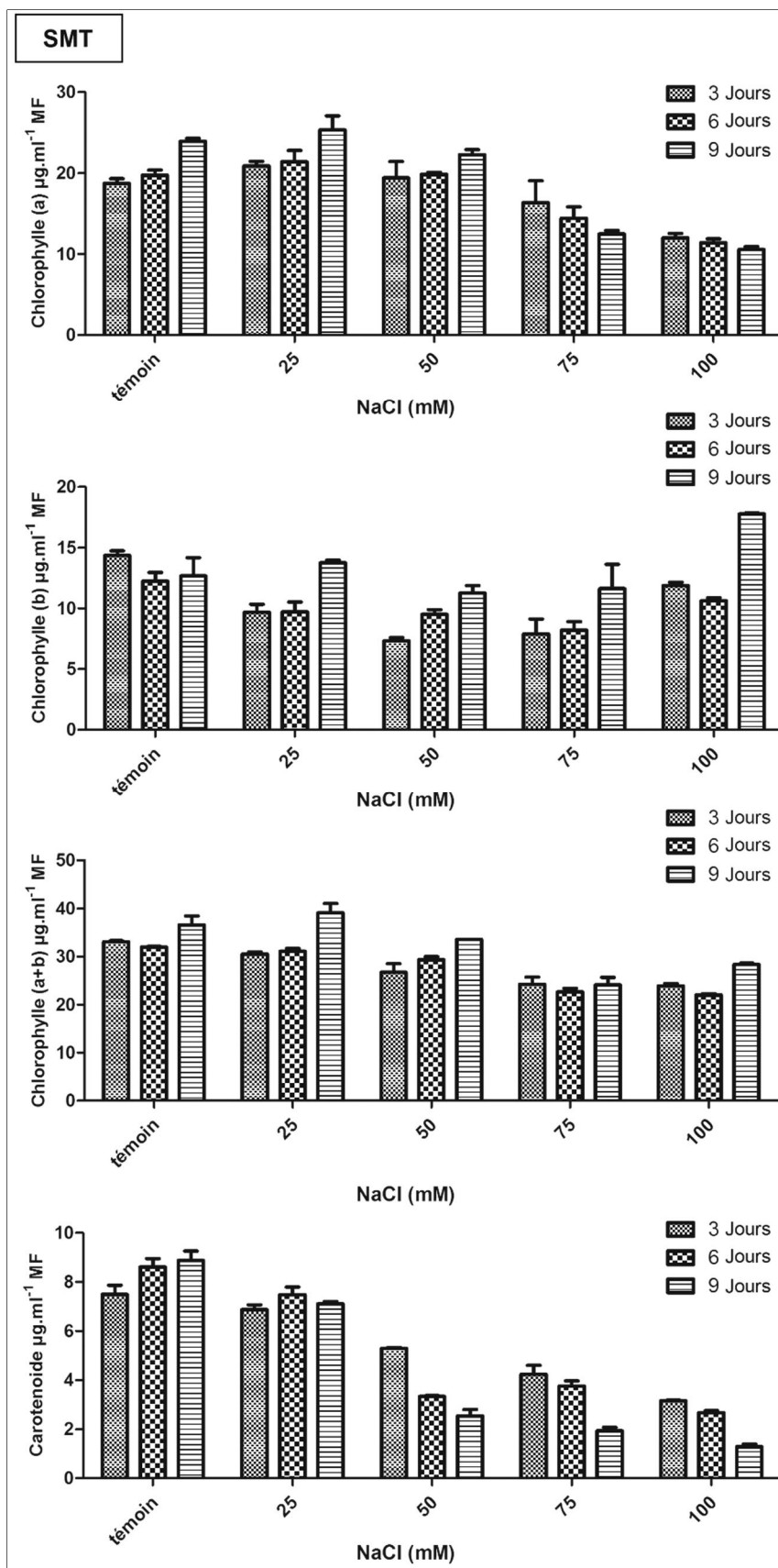


Figure 23. Concentrations des pigments chlorophylliens de la variété « Semito » après 3, 6, 9 jours de traitement.

et 100 mM NaCl après 3 jours de traitement. Cette diminution se prolonge même après 9 jours de traitement, où il passe de 9,24 mg.g⁻¹ à 3,38 mg.g⁻¹.

Chez la variété « *Semito* », le traitement avec la dose 25 mM enregistre une variation non significative. Tandis qu'une diminution hautement significative commence à apparaître avec la dose 50 mM. Avec les doses 75 et 100 mM, on enregistre une diminution très hautement significative où la concentration de caroténoïdes passe de 7,49 µg.ml⁻¹, 8,61 µg.ml⁻¹, 8,88 µg.ml⁻¹ chez le témoin, à 4,23 µg.ml⁻¹, 3,76 µg.ml⁻¹, 1,93 µg.ml⁻¹ avec la dose 75 mM et 3,16 µg.ml⁻¹, 2,67 µg.ml⁻¹, 1,29 mg.g⁻¹ avec la dose 100 mM après 3, 6 et 9 jours de traitement respectivement.

b. Effet du Zinc sur la concentration des pigments chlorophylliens

Les (Figure 24 et Figure 25) présentent les concentrations des pigments chlorophylliens des deux variétés de blé dur *GTA dur* et *Semito* après 3, 6, 9 jours de traitement. L'analyse de la variance à deux critères de classification (Dose x Temps) a montré une diminution très hautement significative ($p < 0,001$) de concentration de pigments chlorophylliens des deux variétés de blé. Les résultats, indiquent qu'en absence de stress, la chlorophylle s'accumule significativement dans les organes foliaires pour les deux variétés de blé étudié.

• Chlorophylle (a)

Dans le cas de la variété *GTA dur*, le traitement avec les faibles doses (0,12 et 0,25 mM) on remarque une augmentation de la concentration de la chlorophylle (a) d'une façon très hautement significative. Elle passe de 16,89 µg.ml⁻¹ pour le témoin à 19,10 µg.ml⁻¹ et 18,42 µg.ml⁻¹ avec 0,12 et 0,25 mM de ZnSO₄ respectivement. Alors que pour les doses 0,5 et 1 mM cette espèce, on enregistre une variance non significative de la concentration en chlorophylle (a) par rapport au témoin. Après 6 et 9 jours de traitement on enregistre une diminution très hautement significative de la concentration de la chlorophylle (a). Elle passe de 24,16 µg.ml⁻¹ pour le témoin à 11,25 µg.ml⁻¹, 11,12 µg.ml⁻¹, 13,16 µg.ml⁻¹ et 10,83 µg.ml⁻¹ avec les doses 0,12, 0,25, 0,5 et 1 mM après 9 jours de traitement respectivement.

Pour la variété *Semito*, l'analyse de la variance à deux critères de classification (Dose x Temps) révèle une variation très hautement significative. L'analyse de la variance à un seul critère de classification après 3, 6 et 9 jours de traitement enregistre une variance très hautement significative. Après 9 jours de traitement, le traitement à la dose 0,12 mM ZnSO₄ révèle une variance significative, où le taux de chlorophylle (a), passe de 23,92 µg.ml⁻¹ à 22,07 µg.ml⁻¹. À partir de la dose 0,25 mM, l'analyse de la variance montre une variation très hautement significative. Elle atteint 20,4 µg.ml⁻¹, 14,68 µg.ml⁻¹ et 9,92 µg.ml⁻¹ avec 0,25, 0,5 et 1 mM ZnSO₄ respectivement.

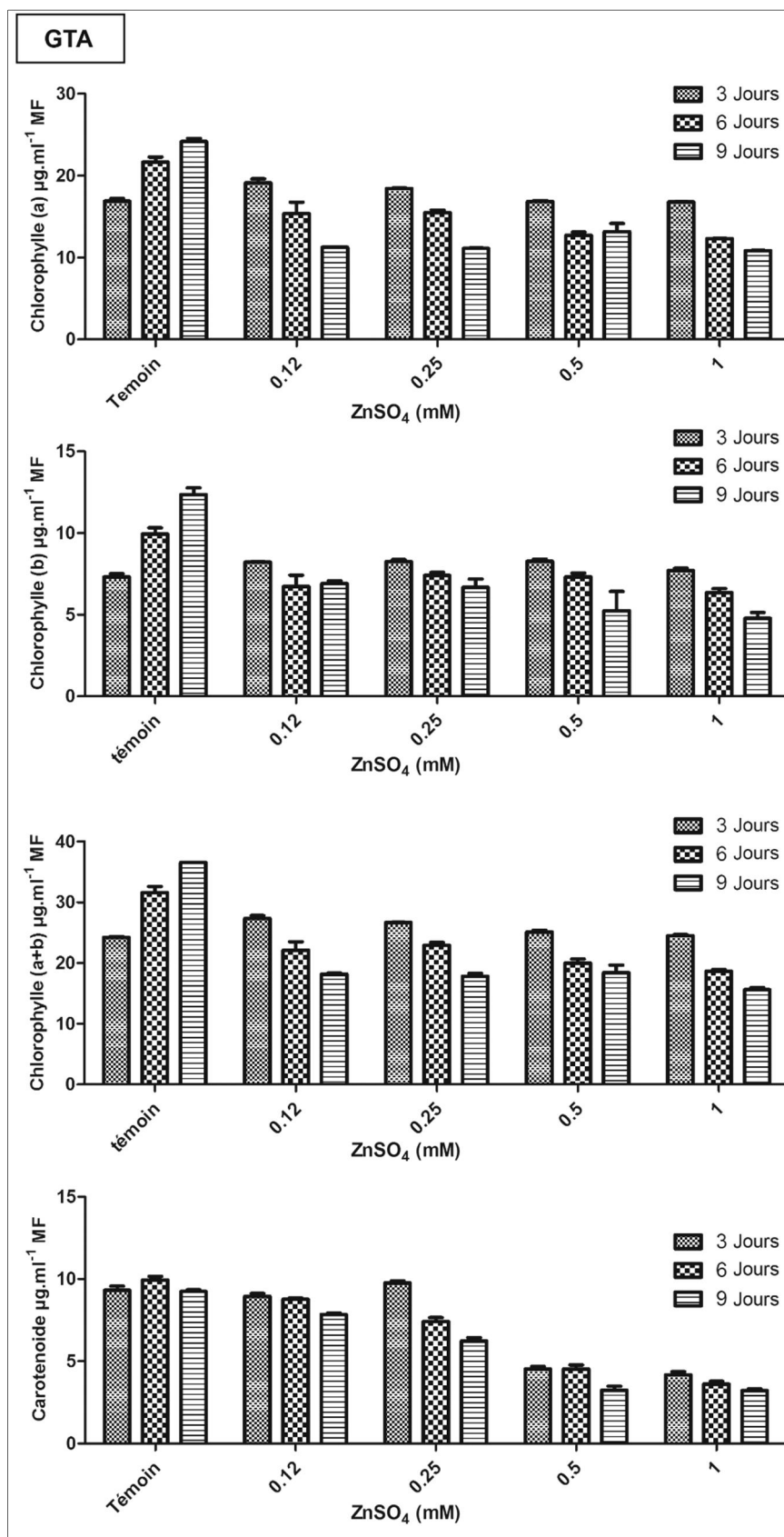


Figure 24. Concentrations de chlorophylle de la variété « *GTA dur* » soumise à différent traitement au Zinc.

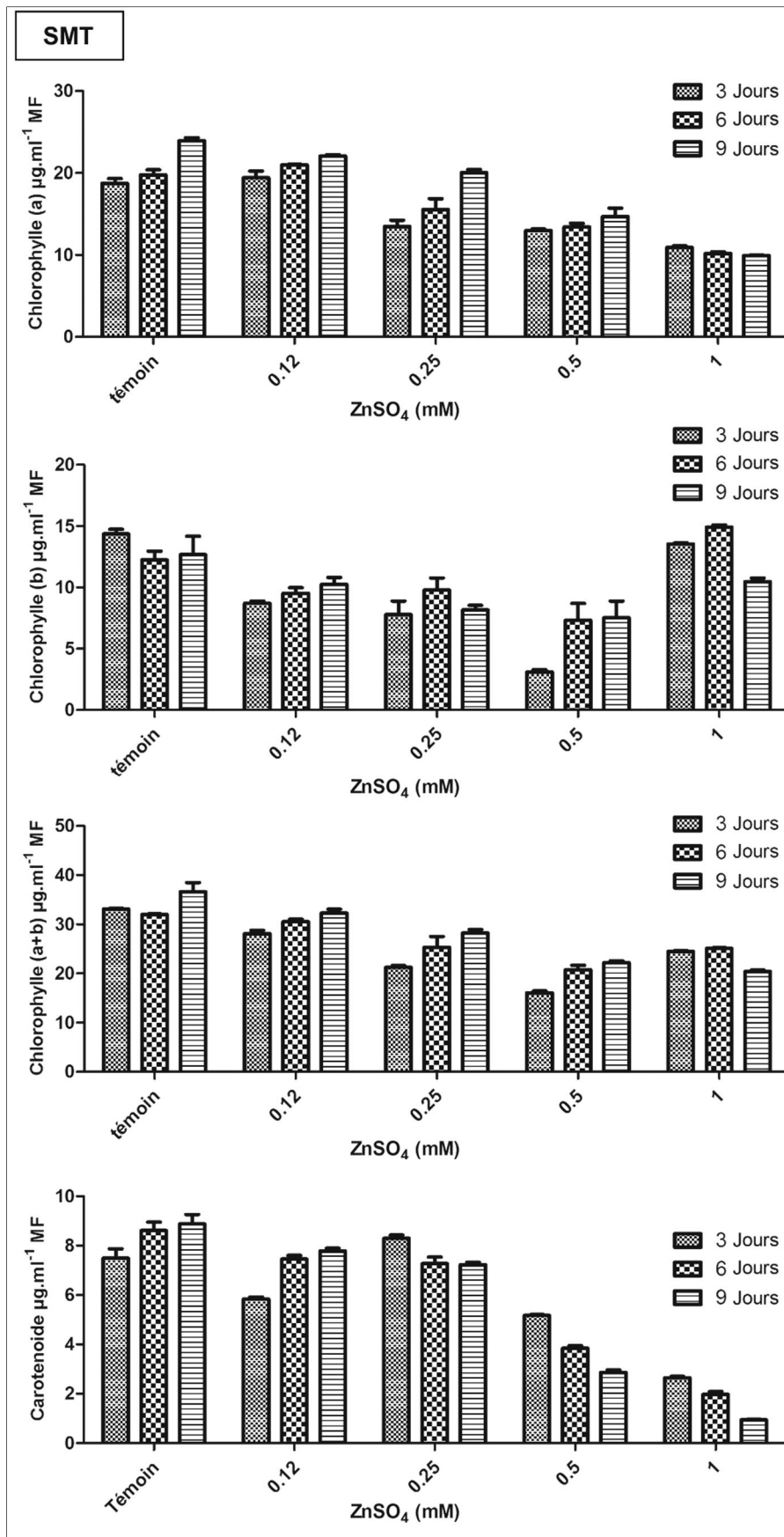


Figure 25. Concentrations de chlorophylle de la variété « *Semito* » soumise à différent traitement au Zinc.

- **Chlorophylle (b)**

L'analyse de la chlorophylle (b) illustrée à la (**Figure 24**), montre qu'à l'inverse de la chlorophylle (a) elle diminue dès la plus faible dose de ZnSO₄. L'analyse de la variance montre une diminution hautement significative par rapport au témoin après 3 jours de traitement. Après 6 et 9 jours de traitement l'analyse de la variance révèle une diminution très hautement significative pour toutes les doses de traitement. La concentration de la chlorophylle (b) chez le témoin passe de 12,35 µg.ml⁻¹ à 6,90 µg.ml⁻¹, 6,68 µg.ml⁻¹, 5,24 µg.ml⁻¹ et 4,78 µg.ml⁻¹ avec les doses 0,12, 0,25, 0,5 et 1 mM respectivement après 9 jours de traitement.

Chez *Semito*, la chlorophylle (b) se trouve aussi réduite, cette diminution est d'autant plus importante que l'intensité du stress et le temps de traitement est plus accentué. L'analyse de la variance à un seul critère de classification enregistre une diminution très hautement significative pratiquement avec toutes les doses de traitement après 3 jours de traitement. Après le 9^{ème} jour de traitement on remarque une stabilité des teneurs de Chlorophylle (b), où on enregistre une diminution significative avec les doses 0,25 et 0,5 mM et non significative avec 0,12 et 1 mM, elle passe de 12,67 µg.ml⁻¹ chez le témoin à 10,24 µg.ml⁻¹, 8,17 µg.ml⁻¹, 7,53 µg.ml⁻¹ et 10,46 µg.ml⁻¹ avec les doses 0,12, 0,25, 0,5 et 1 mM ZnSO₄ respectivement.

- **Chlorophylle (a+b)**

Les (**Figure 24 et Figure 25**) représentent la concentration de la chlorophylle (a + b) des deux variétés de blé dur « *GTA dur* » et « *Semito* ». L'analyse de la variance a deux critères de classification (Dose x Temps), illustre une variance très hautement significative pour la variété « *GTA dur* » et significative pour la variété « *Semito* ».

Chez la variété « *GTA dur* », la concentration de chlorophylle (a+b), augmente avec les doses 0,12 et 0,25 mM, tandis qu'il enregistre une variance non significative avec les doses 0,5 et 1 mM après 3 jours de traitement. En revanche après 6 et 9 jours de traitement, enregistre une diminution très hautement avec les doses de traitement. Il passe de 36,52 µg.ml⁻¹ chez le témoin, à 18,15 µg.ml⁻¹, 17,8 µg.ml⁻¹, 18,4 µg.ml⁻¹ et 15,61 µg.ml⁻¹ avec les doses 0,12, 0,25, 0,5 et 1 mM ZnSO₄ après 9 jours de traitement respectivement.

Alors que chez la variété « *Semito* », le traitement au Zinc a la plus faible dose de traitement (0,12 mM), n'entraîne pas une modification pour ce paramètre après 6 jours de traitement. Une diminution plus remarquable est notée avec les doses 0,5 et 1 mM ZnSO₄. L'analyse de la variance à un seul critère de classification enregistre une variance très hautement significative. La concentration de chlorophylle totale chez le témoin passe de 36,60 µg.ml⁻¹ à 22,2 µg.ml⁻¹ et 20,39 µg.ml⁻¹ avec les doses 0,5 et 1 mM respectivement.

- **Caroténoïdes**

L'analyse de la variance de la concentration des caroténoïdes dans les feuilles de la variété *GTA dur*, révèle une variance très hautement significative. Une augmentation de taux de caroténoïde est enregistrée avec toutes les doses de traitement.

La concentration des caroténoïdes passe de 9,24 $\mu\text{g.ml}^{-1}$ enregistré chez le témoin à 7,84 $\mu\text{g.ml}^{-1}$, 6,24 $\mu\text{g.ml}^{-1}$, 3,23 $\mu\text{g.ml}^{-1}$ et 3,22 $\mu\text{g.ml}^{-1}$ avec les doses 0,12, 0,25, 0,5 et 1 mM ZnSO_4 après 9 jours de traitement.

Chez la variété « *Semito* », le traitement avec la dose 0,12 mM enregistre une diminution hautement significative de la concentration de caroténoïde après 6 et 9 jours de traitement. Après 9 jours de traitement, on enregistre une diminution hautement significative à apparaître avec la dose 0,25 mM. La concentration de caroténoïde passe de 8,88 $\mu\text{g.ml}^{-1}$ chez le témoin, à 2,85 $\mu\text{g.ml}^{-1}$, 0,94 $\mu\text{g.ml}^{-1}$ avec 0,5 et 1 mM ZnSO_4 respectivement après 9 jours de traitement.

1.1.3.2 Synthés des protéines

a. Effet de stress salin sur les concentrations des protéines

Les (**Figure 26 et Figure 27**) présentent la concentration en protéines des partie aériennes et souterraines de deux variété de blé dur « *GTA dur* » et « *Semito* » soumises au stress salin après 3, 6, 9 jours de traitement. L'analyse de la variance à deux critère de classification (Dose x Temps) à montrer une diminution très hautement significative ($p < 0,001$) de taux des protéines pour les deux variétés de blé et dans la partie aérienne et souterraine.

On peut observer que le stress salin entraine une diminution de la concentration des protéines dans les feuilles et les racines des deux variétés mais celui des parties aériennes est supérieur à celui des parties souterraines. Chez la variété « *GTA dur* », la concentration des protéines dans les feuilles (**Figure 26**) des plantules soumises au stress salin avec 25 mM de NaCl après 3 jours de traitement, augmente par rapport au témoin d'une façon très hautement significative ($p < 0,001$). Elles passent de 9,22 mg.g^{-1} à 11,41 mg.g^{-1} et de 8,95 mg.g^{-1} à 9,31 mg.g^{-1} après 3 et 6 jours respectivement. À partir de 9^{ème} jours en remarque une légère diminution. Par contre, à partir de la concentration 50 mM, une réduction de la concentration des protéines sur les trois temps de traitement est remarquable. On enregistre une teneur qui passe de 9,22 mg.g^{-1} chez le témoin, qui atteint 7,93 mg.g^{-1} , 5,70 mg.g^{-1} et 3,42 mg.g^{-1} avec les doses 50, 75 et 100 après 3 jours de traitement.

Dans les racines, l'analyse de la variance à un seul critère de classification la concentration des protéines après 3 et 6 jours de traitement, a révélé un résultat significative ($p < 0,05$) avec la dose 50mM, hautement significative ($p < 0,01$) pour 75mM et très hautement significative ($p < 0,001$) pour la dose 100 mM. Alors qu'après 9 jours de traitement, on note un résultat hautement

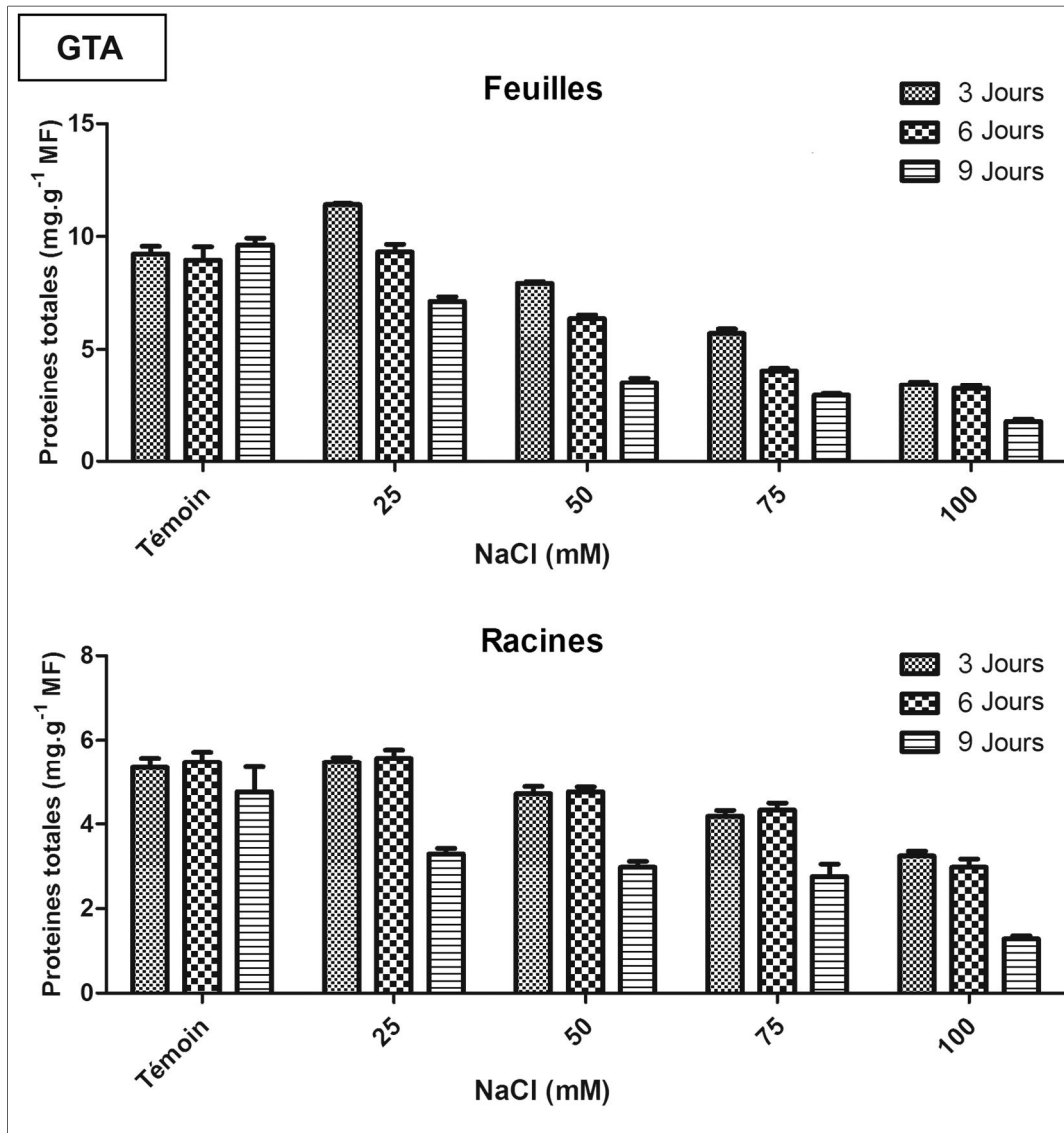


Figure 26. Concentrations des protéines dans les feuilles et les racines de la variété « *GTA dur* » soumises au stress salin

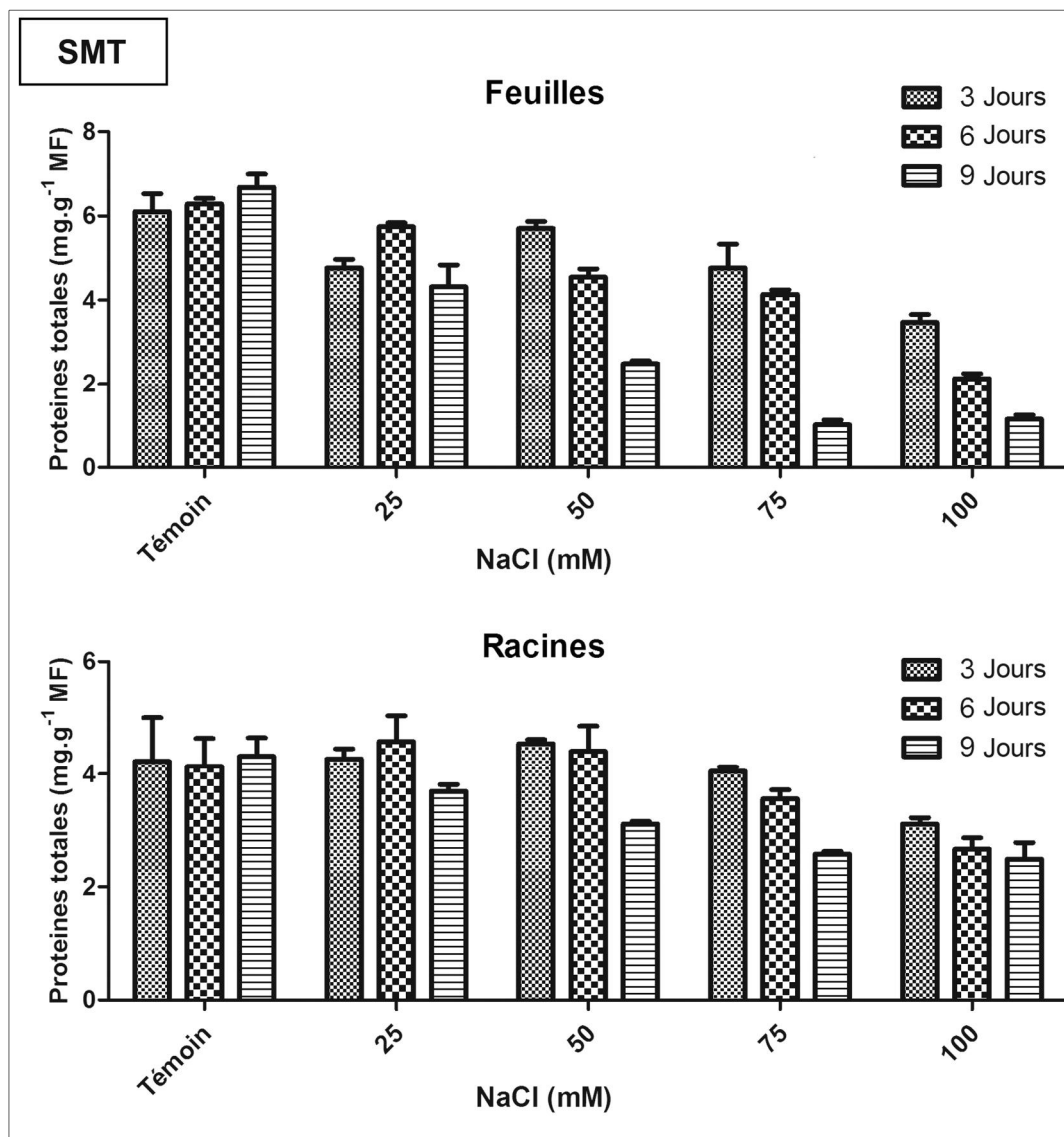


Figure 27. Concentrations des protéines dans les feuilles et les racines de la variété « *Semito* » soumises au stress salin

significative ($p < 0,001$) avec les doses 25, 50 et 75 mM et qui reste très hautement significative ($p < 0,001$) pour la dose 100mM.

Le résultat obtenu indique que le taux de protéine diminue en augmentant la dose et le temps de traitement. On enregistre 5,34 mg.g⁻¹, 5,47 mg.g⁻¹ et 4,76 mg.g⁻¹ pour le témoin de la variété *GTA dur* qui atteint 3,24 mg.g⁻¹, 2,97 mg.g⁻¹ et 1,28 mg.g⁻¹ pour la dose 100mM après 3, 6 et 9 jours de traitement respectivement.

Chez la variété « *Semito* », l'analyse de la variance à un seul critère de classification montre qu'il n'existe pas de différence significative ($p > 0,05$) dans la concentration des protéines dans les feuilles par rapport au témoin pour le 3^{ème} jour. Pour le 6^{ème} et 9^{ème} jour l'analyse de la variance montre une diminution très hautement significative ($P < 0,001$).

Selon les résultats dans la (**Figure 27**), la concentration des protéines dans les racines de la variété *Semito* varie de 6,10 mg.g⁻¹ pour le témoin à 4,76 mg.g⁻¹ et 3,46 mg.g⁻¹ pour le traitement avec 75 et 100 mM respectivement pour le 3^{ème} jour. Alors qu'elle varie de 6,68 mg.g⁻¹ pour le témoin à 1,01 mg.g⁻¹ et 1,14 mg.g⁻¹ pour le traitement avec 75 et 100 mM respectivement pour le 9^{ème} jour.

Tandis que pour la concentration des protéines des racines, l'analyse de la variance à un seul critère de classification est non significative par rapport au témoin pour le 3^{ème} jour de traitement, significative pour le 6^{ème} jour et pour le 9^{ème} jour très hautement significative. Selon le résultat acquis dans la (**Figure 27**), le taux des protéines enregistré chez le témoin de la variété « *Semito* » est de 4,22 mg.g⁻¹, 4,13 mg.g⁻¹ et 4,31 mg.g⁻¹, qui atteint 3,11 mg.g⁻¹, 2,66 mg.g⁻¹ et 2,48 mg.g⁻¹ sous stress salin avec la plus forte concentration (100mM) pour 3, 6 et 9 jours respectivement.

a. Effet de Zinc sur la concentration des protéines

Les (**Figure 28 et Figure 29**) présentent la concentration des protéines des partie aériennes et souterraines de deux variété de blé dur *GTA dur* et *Semito* après 3, 6, 9 jours avec les différents traitements de Zinc. L'analyse de la variance à deux critère de classification (Dose x Temps) à montrer une diminution très hautement significative ($p < 0,001$) de la concentration des protéines pour les deux variétés de blé dans la partie aérienne. Dans les partie souterraine on note une diminution hautement significative ($p < 0,01$) pour la variété « *GTA dur* » et non significative ($p > 0,05$) pour la variété « *Semito* ».

Chez la variété *GTA dur*, l'analyse de la variance des concentrations des protéines dans les feuilles, diminue d'une façon hautement significative ($p < 0,01$) après 3 jours de traitement à partir de la plus faible dose, et il se prolonge même après le 6^{ème} et le 9^{ème} jour. Selon le résultat acquis dans la (**Figure 28**), chez la variété *GTA dur* soumise au traitement avec les différentes doses de Zinc, on a enregistré pour le témoin un taux de protéine qui passe de 9,22 mg.g⁻¹, 8,95 mg.g⁻¹, 9,62

mg.g⁻¹ pour atteindre 3,95 mg.g⁻¹, 1,99 mg.g⁻¹ et 1,10 mg.g⁻¹ avec 1 mM de ZnSO₄ après 3, 6 et 9 jours respectivement.

Les racines comme les feuilles sont affectées par le ZnSO₄ (**Figure 28**). L'analyse de la variance à deux critères de classification (Dose x Temps) à montrer une diminution très hautement significative ($p < 0,001$) pour la variété *GTA dur*. L'analyse de la variance à un seul critère de classification commence à être significative à partir de la dose 0,25 mM après 3 jours de traitement. La concentration des protéines dans les racines a révélé un résultat très hautement significative pour le traitement à 0,5 mM et 1 mM après 3 jours et continue de l'être même pour 6 et 9 jours de traitement. On enregistre 5,34 mg.g⁻¹, 5,47 mg.g⁻¹, 4,76 mg.g⁻¹ pour le témoin qui atteint 3,64 mg.g⁻¹, 2,70 mg.g⁻¹, 1,63 mg.g⁻¹ pour la dose 1 mM après 3, 6 et 9 jours de traitement respectivement.

Chez la variété *Semito*, l'analyse de la variance à un seul critère de classification montre une différence très hautement significative ($P < 0,001$) de la concentration des protéines dans les feuilles après 3, 6 et 9 jours de traitement. Selon les résultats dans la (**Figure 29**), le taux des protéines varie de 6,10 mg.g⁻¹, 6,28 mg.g⁻¹, 6,68 mg.g⁻¹ enregistré chez le témoin, à 3,60 mg.g⁻¹, 3,51 mg.g⁻¹, 2,93 mg.g⁻¹ avec le traitement à 100 mM ZnSO₄ après 3, 6 et 9 jours respectivement.

Dans les racines, l'analyse de la variance à deux critères de classification (Dose x Temps) à révéler une variance non significative ($p > 0,05$) de la concentration des protéines pour la variété *Semito*. L'analyse de la variance à un seul critère de classification montre une différence très hautement significative ($P < 0,001$) de taux de protéines chez la variété *Semito* après 3, 6 et 9 jours de traitement. Selon les résultats dans la (**Figure 29**), la concentration des protéines varie de 4,22 mg.g⁻¹, 4,13 mg.g⁻¹, 4,31 mg.g⁻¹ pour le témoin, à 1,14 mg.g⁻¹, 1,32 mg.g⁻¹, 1,23 mg.g⁻¹ avec le traitement à 1 mM pour 3, 6 et 9 jours respectivement.

On peut observer que le traitement des plantules de blé dur (*Triticum durum*), entraîne une diminution de la concentration de protéines dans les feuilles et les racines des deux variétés mais le taux des parties souterraines est inférieur à celui des parties supérieures.

1.1.3.3 Synthèse des sucres solubles totaux

a. Effet de stress salin sur la concentration des sucres solubles

Les (**Figure 30 et Figure 31**), présentent la concentration des sucres totaux de la partie aérienne et souterraine de deux variétés de blé dur *GTA dur* et *Semito* soumis au stress salin après 3, 6, 9 jours de traitement. L'analyse de la variance à deux critères de classification (Dose x Temps) à montrer une augmentation très hautement significative ($p < 0,001$) de concentration des sucres pour les deux variétés de blé et dans la partie aérienne et souterraine.

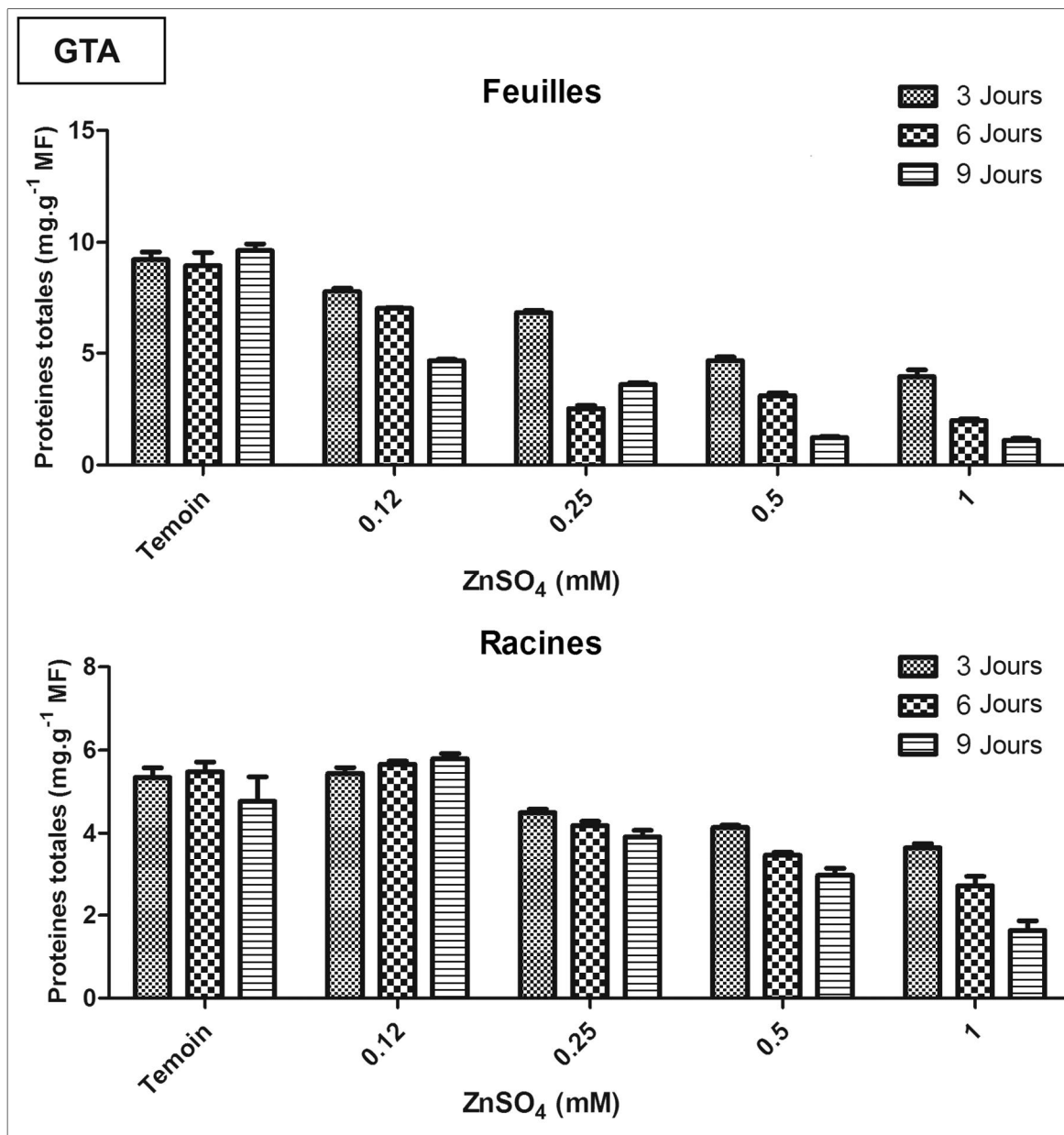


Figure 28. Concentrations des protéines des parties aérienne et souterraine de la variété « *GTA dur* » soumis à différent traitement au Zinc.

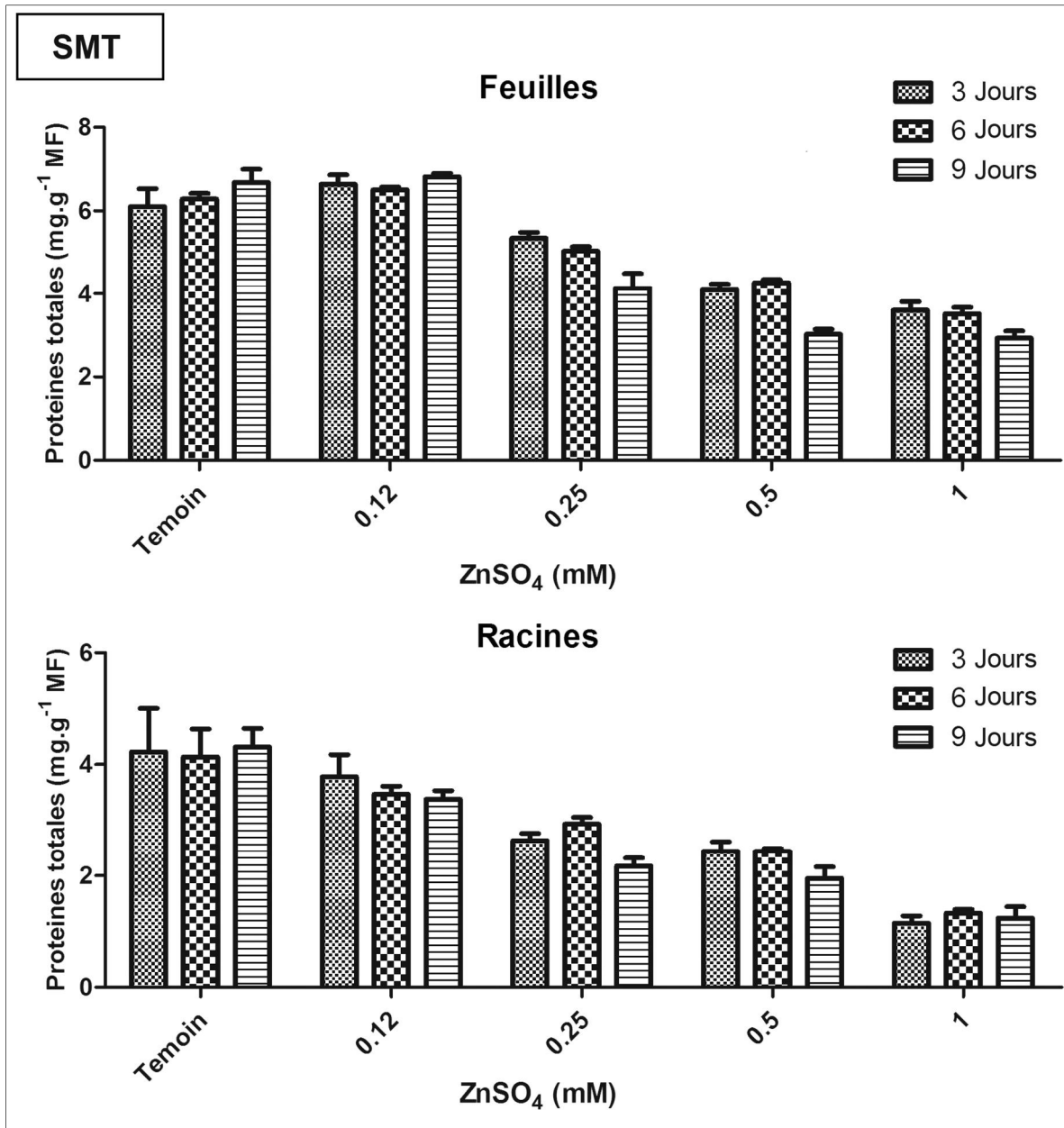


Figure 29. Concentrations des protéines des parties aérienne et souterraine de la variété « *Semito* » soumis à différent traitement au Zinc.

Chez la variété *GTA dur*, la concentration des sucres dans les feuilles (**Figure 30**) avec le traitement salin à 25 mM n'est pas significative après 3, 6, 9 jours de traitement. Par contre, à partir de la dose 50 mM on enregistre une augmentation très hautement significative pour les trois temps étudiés.

Selon le résultat acquis, le taux des sucres chez le témoin de la variété *GTA dur* passe de 0,0684 mg.g⁻¹, 0,0745 mg.g⁻¹ et 0,0741 mg.g⁻¹ à 0,16 mg.g⁻¹, 0,21 mg.g⁻¹, 0,19 mg.g⁻¹ avec la dose 100 mM après 3, 6 et 9 jours respectivement.

L'analyse de la variance à deux critères de classification (Dose x Temps) dans les racines de la variété « *GTA dur* », montre une augmentation très hautement significative (p<0,001). On remarque une augmentation de concentrations des sucres à partir de la dose 25 mM. La valeur enregistrée chez le témoin passe de 0,051 mg.g⁻¹ à 0,062 mg.g⁻¹ après 3 et 6 jours de traitement respectivement. On remarque aussi une augmentation très hautement significative avec les doses 75 mM et 100 mM, où la concentration des sucres passe de 0,060 mg.g⁻¹ et 0,072 mg.g⁻¹ à 0,068 mg.g⁻¹ et 0,088 mg.g⁻¹ avec la dose 75mM et 100 mM, après 6 et 9 jours de traitement respectivement.

Chez la variété *Semito*, la concentration des sucres dans les feuilles (**Figure 31**), révèle un résultat non significatif par rapport au témoin après 3 jours de traitement. Alors qu'après 6 et 9 jours on remarque une augmentation très hautement significative pour l'analyse de la variance à un seul critère.

La concentration des sucres chez le témoin passe de 0,071 mg.g⁻¹ à 0,093 mg.g⁻¹, 0,102 mg.g⁻¹, et de 0,069 mg.g⁻¹ à 0,116 mg.g⁻¹, 0,105 mg.g⁻¹ avec le traitement au doses 75 mM et 100 mM, après 6 et 9 jours de traitement respectivement.

Dans les racines, l'analyse de la variance à un seul critère de classification, révèle une différence très hautement significative de concentrations des sucres (p<0,001). On enregistre un taux de 0,090 mg.g⁻¹ et 0,092 mg.g⁻¹ et 0,100 mg.g⁻¹ avec la plus forte dose (100 mM) soit une augmentation de 34,32%, 39,39% et 38,88% de taux de sucre après 3, 6 et 9 jours de traitement respectivement.

b. Effet de Zinc sur la concentration des sucres solubles

Les (**Figure 32 et Figure 33**) présentent la concentration des sucres totaux de la partie aérienne et souterraine de deux variétés de blé dur *GTA dur* et *Semito* soumises au différentes doses de Zinc après 3, 6, 9 jours de traitement. L'analyse de la variance à deux critère de classification (Dose x Temps) à montrer une augmentation très hautement significative (p<0,001) de concentrations des sucres pour les deux variétés de blé et dans la partie aérienne.

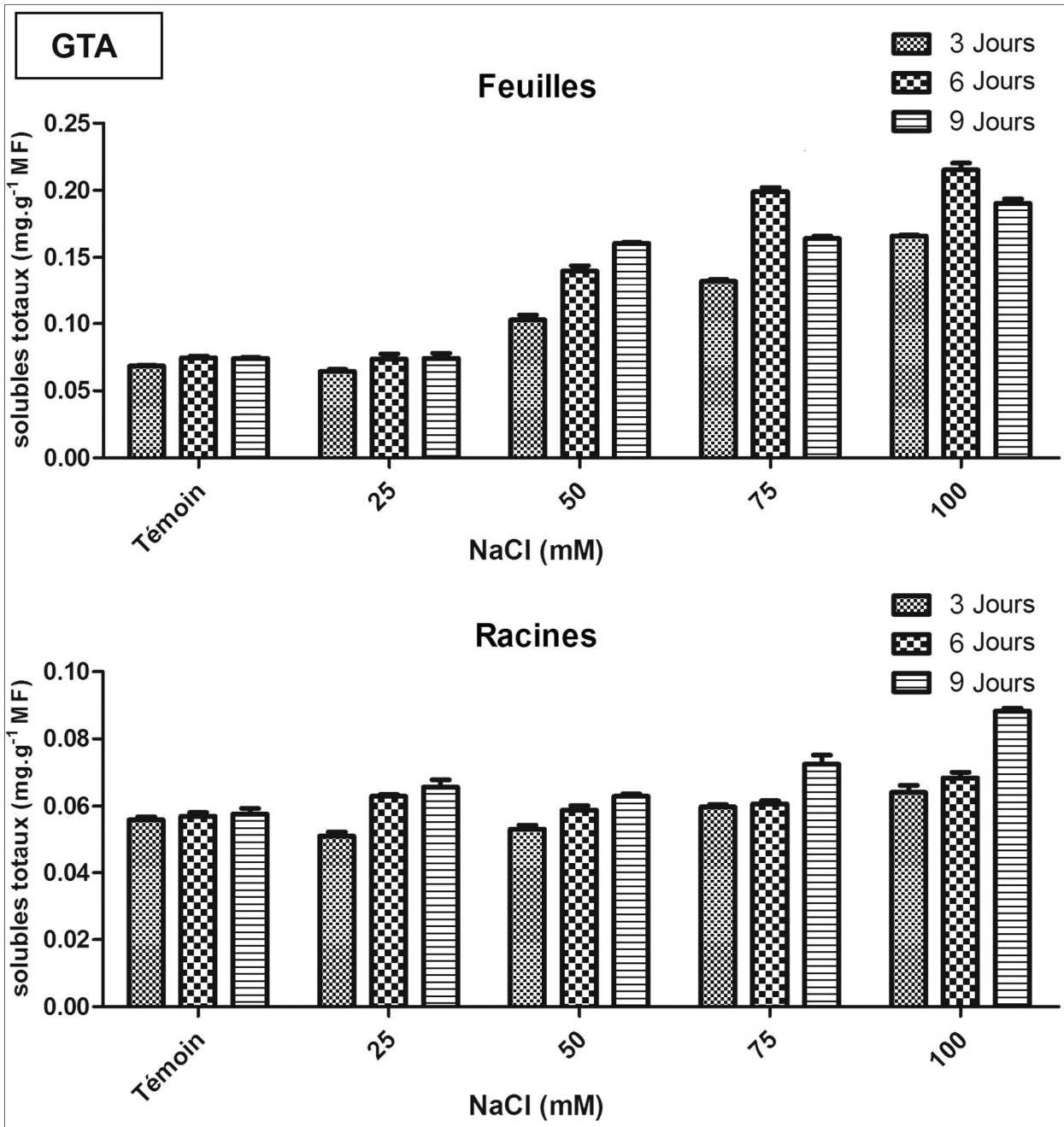


Figure 30. Concentrations des sucres totaux dans les feuilles et les racines pour de la variété « *GTA dur* » soumise au stress salin

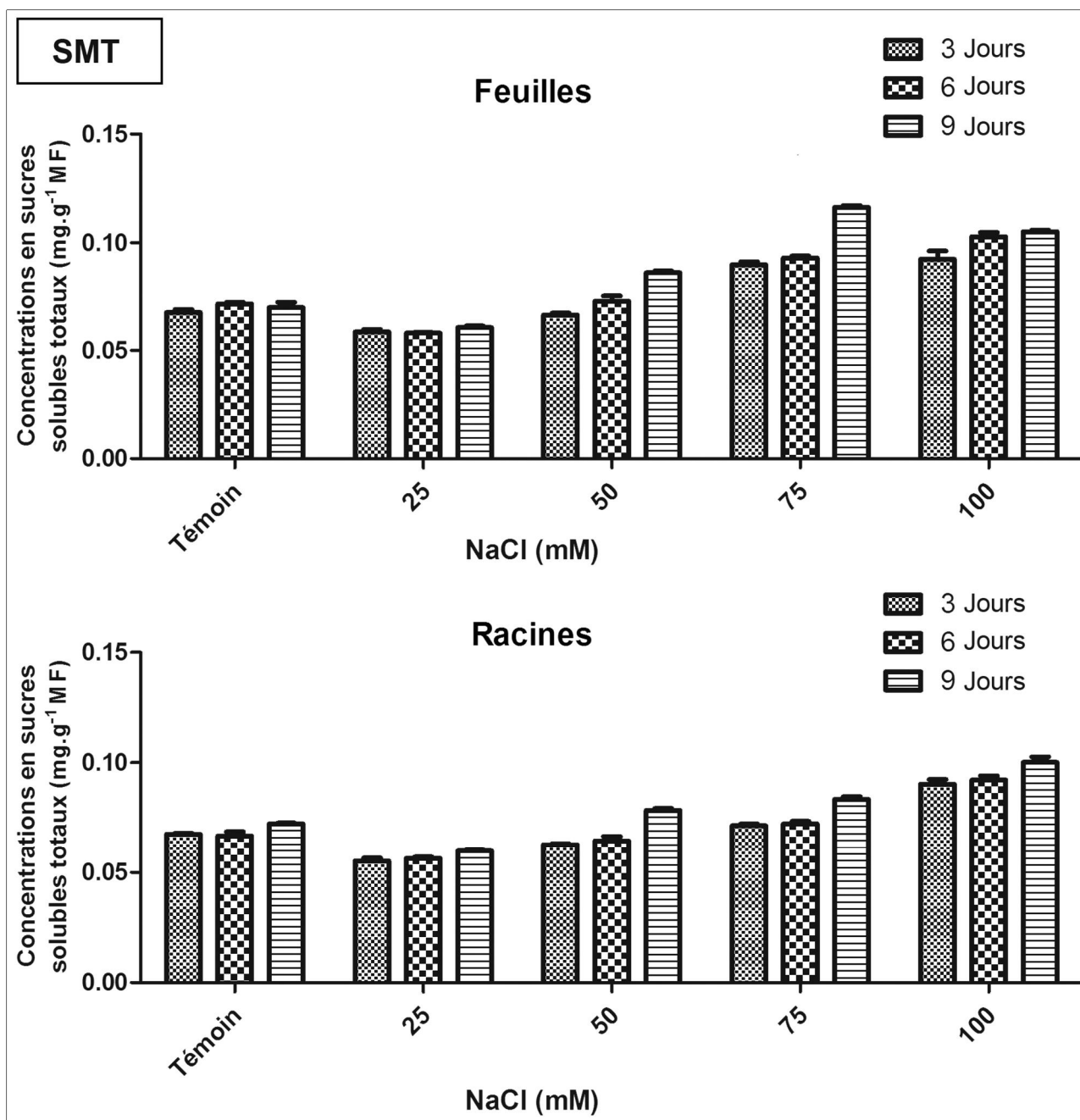


Figure 31. Concentrations des sucres totaux dans les feuilles et les racines pour de la variété « *Semito* » soumise au stress salin

Chez la variété *GTA dur*, la concentration des sucres dans les feuilles (**Figure 32**) avec le traitement à 0,12 mM ZnSO₄ enregistre une diminution significative de concentration des sucres après 3 et 9 jours de traitement. Où il passe de 0,074 mg.g⁻¹ pour le témoin, à 0,063 mg.g⁻¹. Par contre, à partir de la dose 0.25 mM on enregistre une augmentation très hautement significative pour les trois temps étudiés.

Selon le résultat acquis dans la (**Figure 32**), le taux des sucres chez le témoin de la variété *GTA dur* enregistre 0,068 mg.g⁻¹, 0,075 mg.g⁻¹ et 0,074 mg.g⁻¹ qui atteint 0,091 mg.g⁻¹, 0,116 mg.g⁻¹, 0,115 mg.g⁻¹ et 0,140 mg.g⁻¹, 0,149 mg.g⁻¹, 0,166 mg.g⁻¹ avec 0,5 et 1 mM ZnSO₄ après 3, 6 et 9 jours respectivement.

Pour les racines, l'analyse de la variance à deux critères de classification (Dose x Temps), révèle un résultat non significatif. On remarque que le résultat de traitement avec les doses 0,12 , 0,25 et 0,5 mM de Zinc, n'est pas significative sur les racines, après 3 et 6 jours de traitement, mais avec la dose 1 mM on enregistre un résultat hautement significative. Le taux des sucres passe de 0,056 mg.g⁻¹, 0,057 mg.g⁻¹ de témoin et atteint 0,064 mg.g⁻¹, 0,062 mg.g⁻¹ après 3 et 6 jours de traitement respectivement. Après 9 jours de traitement, l'analyse de la variance est hautement significative à partir de 0,25 mM ZnSO₄. La concentration de sucre passe de 0,058 µg.g⁻¹ chez le témoin, à 0,065 mg.g⁻¹ avec la dose 1 mM ZnSO₄.

Chez la variété *Semito*, la concentration des sucres dans les feuilles diminue avec les doses 0,12 et 0,25 mM de ZnSO₄ Après 3 et 6 jours de traitement. Le témoin passe de 0,067 mg.g⁻¹ à 0,055 mg.g⁻¹ de 0,071 mg.g⁻¹ à 0,058 mg.g⁻¹ et de 0,069 mg.g⁻¹ à 0,065 mg.g⁻¹ avec la dose 0,12 mM ZnSO₄ après 3, 6 et 9 jours respectivement. Alors qu'après 9 jours de traitement, l'analyse de la variance révèle un résultat non significatif pour les deux doses (0,12 et 0,25 mM). Avec les doses 0,5 et 1 mM ZnSO₄, on a une augmentation très hautement significative de la concentration des sucres où le taux des sucres atteint 0,100 mg.g⁻¹ 0,109 mg.g⁻¹ et 0,118 mg.g⁻¹ avec la dose 1mM après 3, 6 et 9 jours de traitement respectivement.

Dans les racines, l'analyse de la variance à deux critères montre une diminution significative de taux des sucres de la variété *Semito*. L'analyse de la variance à seul critère montre une diminution très hautement significative après 9 jours de traitement. D'après les résultats acquis dans la (**Figure 33**), Le taux des sucres chez le témoin passe de 0,072 mg.g⁻¹ à 0,066 mg.g⁻¹ avec la dose 1 mM ZnSO₄.

1.1.3.4 Synthèse de proline

a. Effet de stress salin sur la concentration de proline

Les (**Figure 34 et Figure 35**) présentent la concentration de proline des partie aériennes et souterraines de deux variété de blé dur *GTA dur* et *Semito* après 3, 6, 9 jours de traitement.

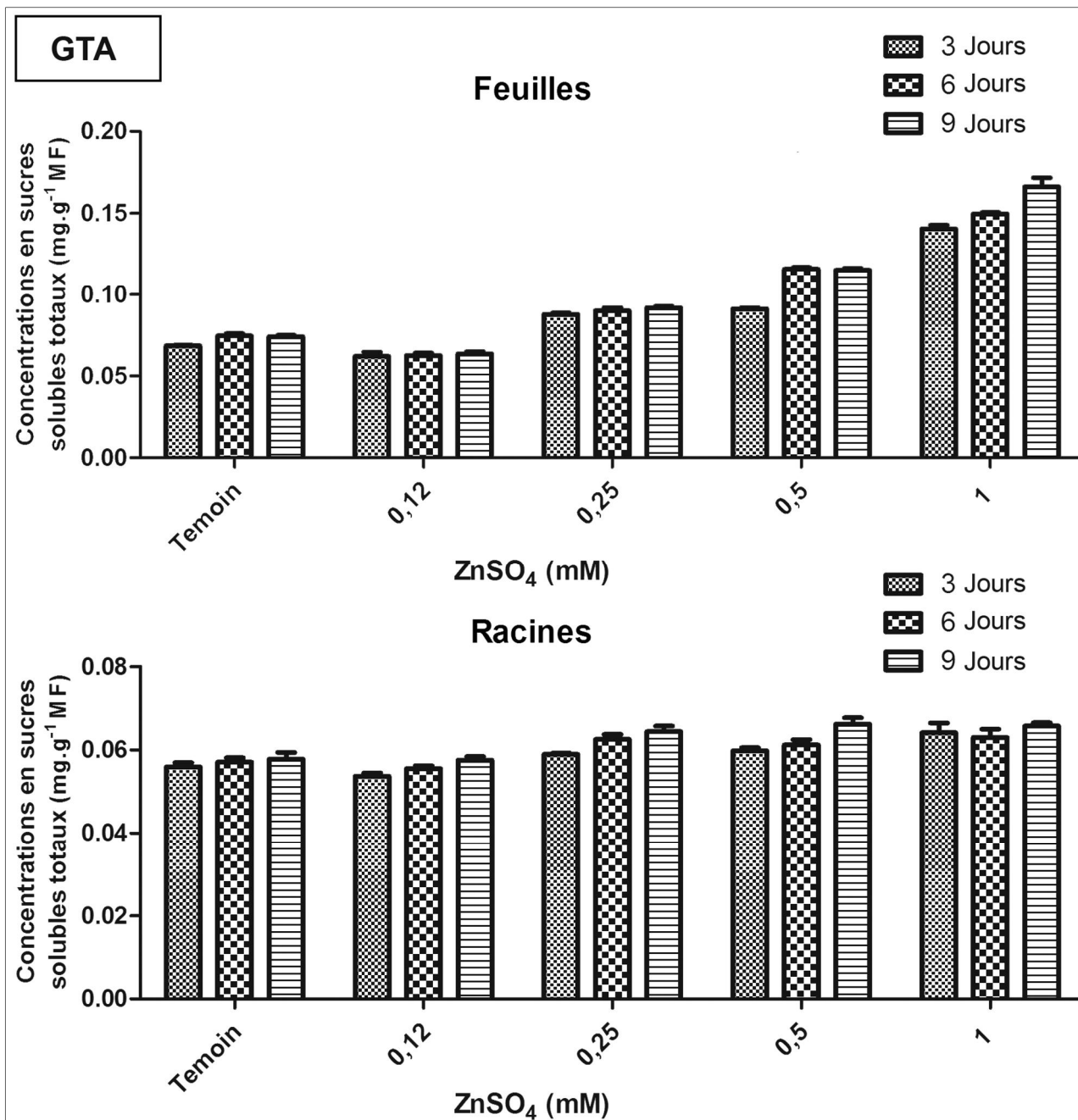


Figure 32. Concentrations des sucres dans les feuilles et racines de la variété « *GTA dur* » soumise à différent traitement au Zinc.

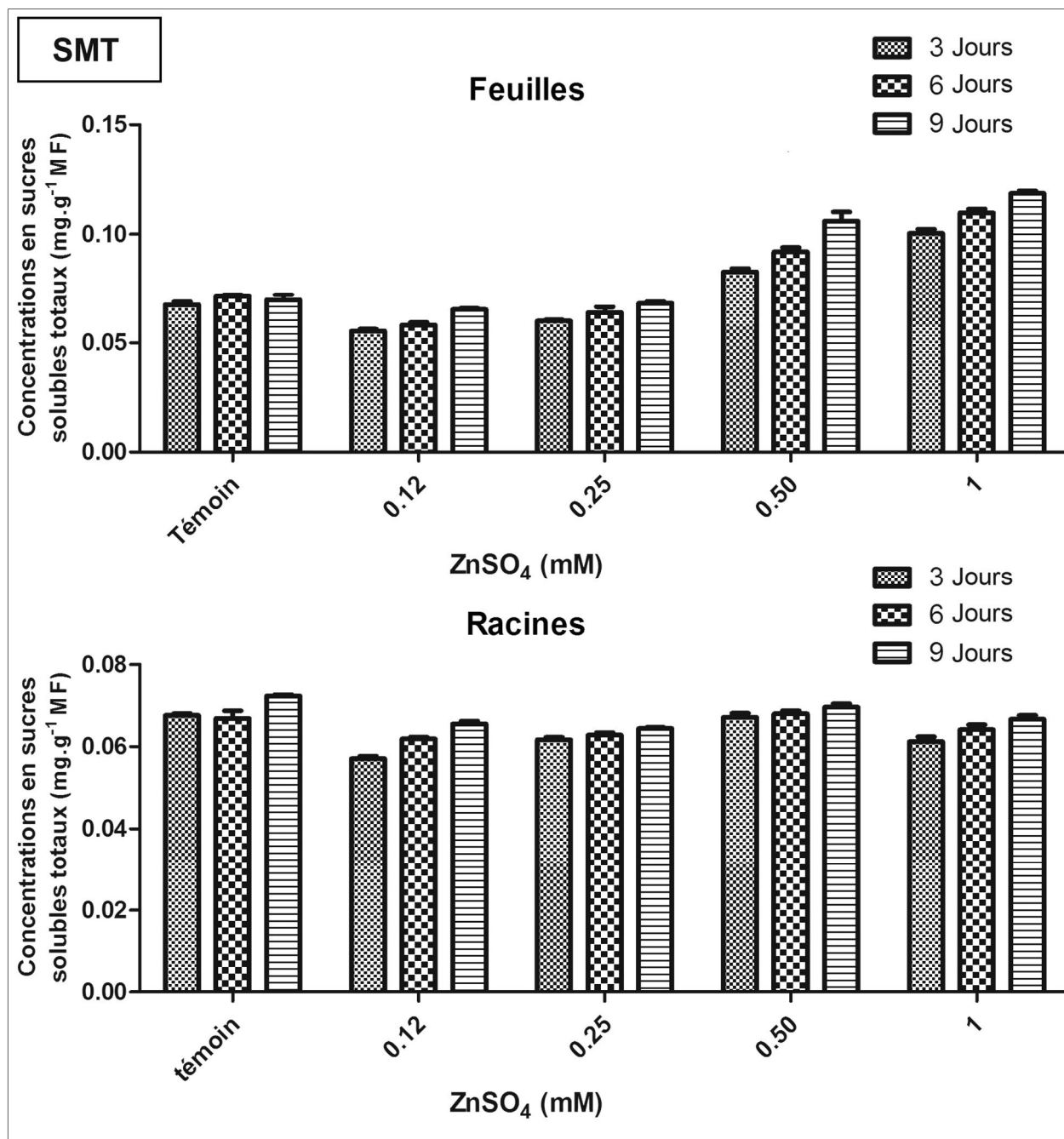


Figure 33. Concentrations des sucres dans les feuilles et racines de la variété « *Semito* » soumise à différent traitement au Zinc.

L'analyse de la variance à deux critères de classification (Dose x Temps) a montré une augmentation très hautement significative ($p < 0,001$) de la concentration de proline pour les deux variétés de blé et dans la partie aérienne et souterraine.

L'analyse de la variance a un seul critère pour la concentration de proline dans les feuilles chez la variété *GTA dur* (**Figure 34**), a montré une diminution très hautement significative par rapport au témoin ($p < 0,001$). Après 3 jours de traitement avec 25 mM de NaCl révèle un résultat non significatif. Par contre, pour le même temps de traitement (3 jours), la plus forte concentration de stress salin, montre une augmentation très hautement significative de concentration de proline où elle passe de 7,19 mg.g⁻¹ à 10,51 mg.g⁻¹ de proline accumulé dans les feuilles soit une augmentation de 46,17% par rapport au témoin.

Dans les racines, l'analyse de la variance, montre une diminution de taux de proline pour le 3^{ème} jour mais, après 9 jours de traitement on remarque une augmentation hautement significative pour les trois temps de traitement. La concentration de proline est plus remarquable dans les feuilles que dans les racines chez la variété *GTA dur*.

Chez la variété *Semito*, On remarque une diminution très hautement de la concentration de proline dans les feuilles après 3 jours de traitement (**Figure 35**). On enregistre 11,75 mg.g⁻¹ pour le témoin qui atteint 4,55 mg.g⁻¹, 8,30 mg.g⁻¹ et 8,38 mg.g⁻¹ pour les doses 25, 50 et 75 mM respectivement. Pour la dose 100 mM le résultat n'est pas significatif. Mais après 9 jours de traitement on note une augmentation remarquable avec cette dose. On enregistre une concentration de 16,92 mg.g⁻¹ par rapport au 13,66 mg.g⁻¹ de témoin.

La concentration de proline dans les racines est présentée dans la (**Figure 35**). On remarque une augmentation très hautement significative à partir de la dose 50 mM après 3 jours de traitement. On enregistre 7,65 mg.g⁻¹ pour le témoin qui passe à 10,18 mg.g⁻¹. Cette augmentation continue d'une façon très hautement significative pour les autres doses ainsi que pour le temps de traitement, où on note une augmentation qui atteint 11,02 mg.g⁻¹, 12,53 mg.g⁻¹, 12,91 mg.g⁻¹ pour le temps de traitement 3, 6, 9 jours avec la dose 100 mM par rapport au témoin qui enregistre 7,65 mg.g⁻¹, 7,95 mg.g⁻¹, 8,70 mg.g⁻¹ respectivement.

On remarque que la variété *GTA dur* accumule plus de proline dans ces feuilles et ces racines par rapport à la variété *Semito*.

b. Effet de Zinc sur la concentration de proline

Les (**Figure 36 et Figure 37**) présentent la concentration de proline des parties aériennes et souterraines de deux variétés de blé dur *GTA dur* et *Semito* soumis au traitement avec le Zinc après 3, 6, 9 jours de traitement. L'analyse de la variance à deux critères de classification (Dose x Temps) a montré une augmentation très hautement significative ($p < 0,001$) de la concentration de proline

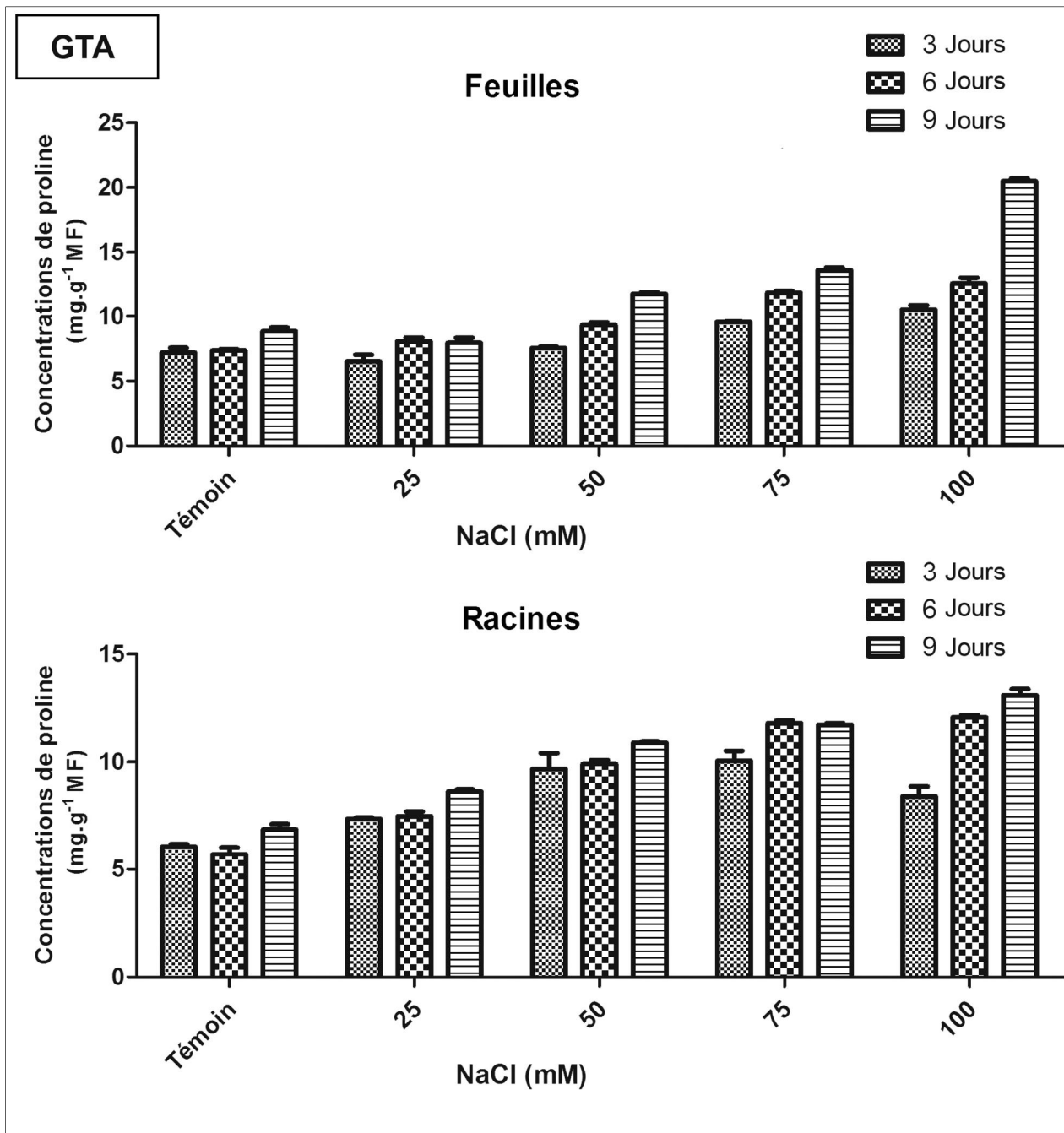


Figure 34. Concentrations de proline dans les feuilles et les racines de la variété « *GTA dur* » soumise au stress salin

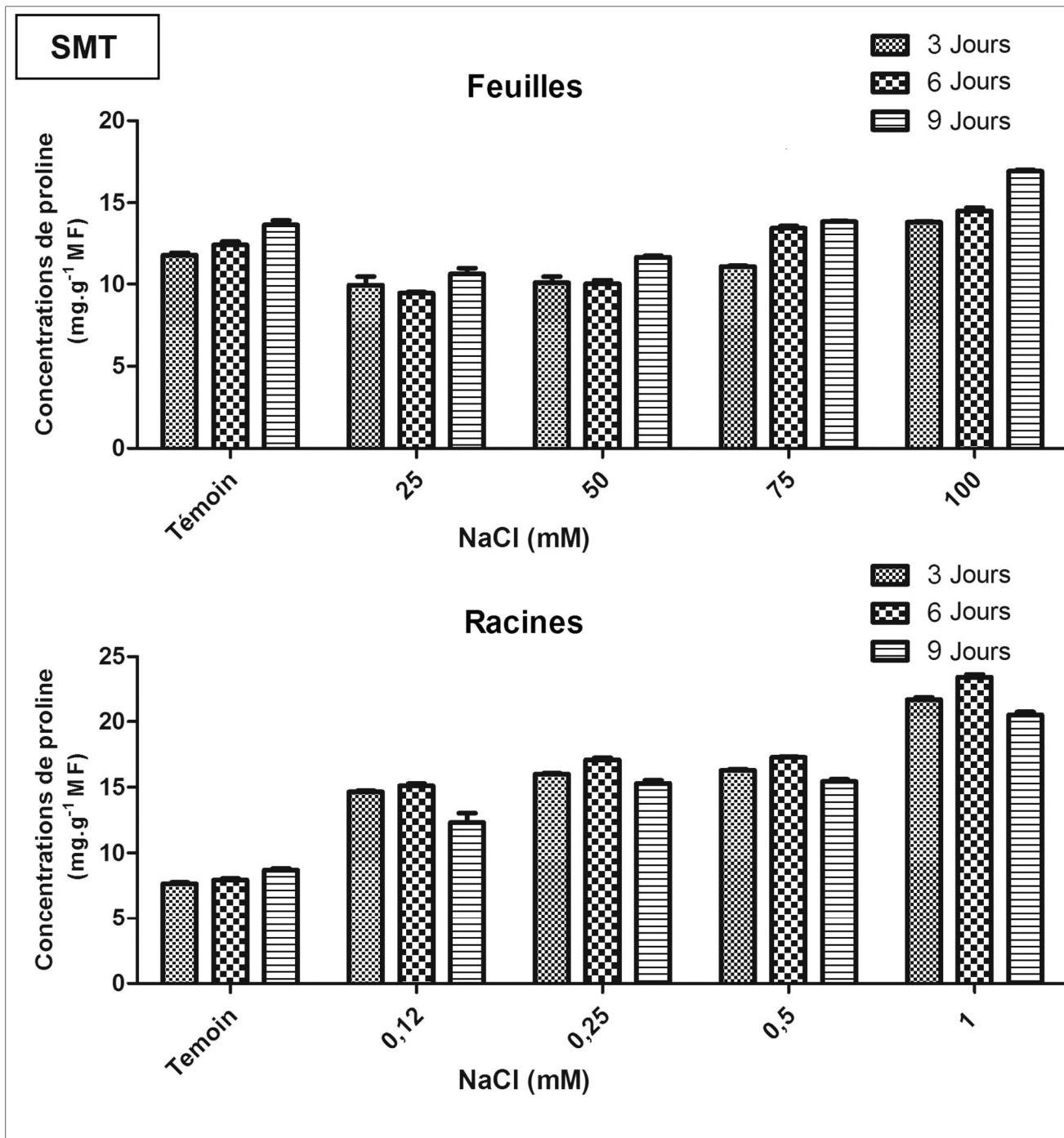


Figure 35. Concentrations de proline dans les feuilles et les racines de la variété « *Semito* » soumise au stress salin

pour les deux variétés de blé et dans la partie aérienne et souterraine.

D'après les résultats dans la (**Figure 36**), la concentration de proline dans les feuilles de la variété *GTA dur*, diminue d'une façon très hautement significative avec la dose 0,12 mM ZnSO₄ après 3 jours de traitement, elle passe de 7,19 mg.g⁻¹ à 3,77 mg.g⁻¹. Avec la dose 0,25 mM, l'analyse de la variance montre un résultat non significatif. Alors que pour les doses 0,5 et 1 mM on enregistre une augmentation très hautement significative de la concentration de proline après 3, 6 et 9 jours de traitement. On enregistre que la concentration de la proline passe de 7,19 mg.g⁻¹ 7,35 mg.g⁻¹ 8,84 mg.g⁻¹ avec le témoin, pour atteindre 9,59 mg.g⁻¹ 13,85 mg.g⁻¹ 14,6 mg.g⁻¹ et 11,21 mg.g⁻¹ 15,55 mg.g⁻¹ 17,85 mg.g⁻¹ de traitement avec les doses 0,5 et 1 mM de ZnSO₄ après 3, 6 et 9 jours de traitement respectivement. Après 6 jours de traitement, on remarque une diminution de la concentration de proline dans les feuilles de la variété *GTA dur* avec la dose 0,12 mM où elle passe de 7,35 mg.g⁻¹ à 7,25 mg.g⁻¹, mais il reste un résultat non significatif par rapport au témoin. À partir de la dose 0,25 mM on enregistre une augmentation très hautement significative, qui continue même après 9 jours de traitement. Le témoin passe de 8,84 mg.g⁻¹ à 14,07 mg.g⁻¹.

Dans les racines, avec la dose 0.12 mM ZnSO₄ on remarque une diminution de la concentration de proline. Elle passe de 6,06 mg.g⁻¹ à 3,85 mg.g⁻¹ et de 5,71 mg.g⁻¹ à 4,31 mg.g⁻¹ après 3 et 6 jours de traitement respectivement. Le résultat n'est pas significatif après 9 jours de traitement.

Le traitement avec la dose 0,25 mM de ZnSO₄ enregistre une augmentation hautement significative après 3 jours de traitement, et il devient très hautement significatif après 6 et 9 jours de traitement pour atteindre la concentration de 10,48 mg.g⁻¹ 11,93 mg.g⁻¹ respectivement.

Pour la variété *Semito* (**Figure 37**) on remarque une diminution très hautement significative de la concentration de proline dans les feuilles après 3 jours de traitement pour les doses 0,12, 0,25 et 0,5 mM ZnSO₄. Alors que, pour la dose 1 mM on enregistre une augmentation très hautement significative. Le taux de proline. Le témoin passe de 11,75 mg.g⁻¹ à 16,06 mg.g⁻¹. Après 6 jours de traitement on remarque une accumulation très hautement significative avec les doses 0,12 0,25 et 0,5 mM par rapport au 3eme jour. la concentration de proline passe de 6,41 mg.g⁻¹ à 8,72 mg.g⁻¹, de 7,87 mg.g⁻¹ à 9,56 mg.g⁻¹ et de 8,22 mg.g⁻¹ à 9,59 mg.g⁻¹ après 3 et 6 jours respectivement. La concentration de proline continue à être accumulée dans les feuilles, mais l'analyse de la variance n'est pas significative après 9 jours. Pour la dose 1 mM on enregistre une augmentation très hautement significative où le taux de proline atteint 17,90 mg.g⁻¹. On peut déduire que l'application du Zinc, résulte l'accumulation de la proline qui est plus remarquable dans les racines plus que dans les feuilles pour les deux variétés de blé dur.

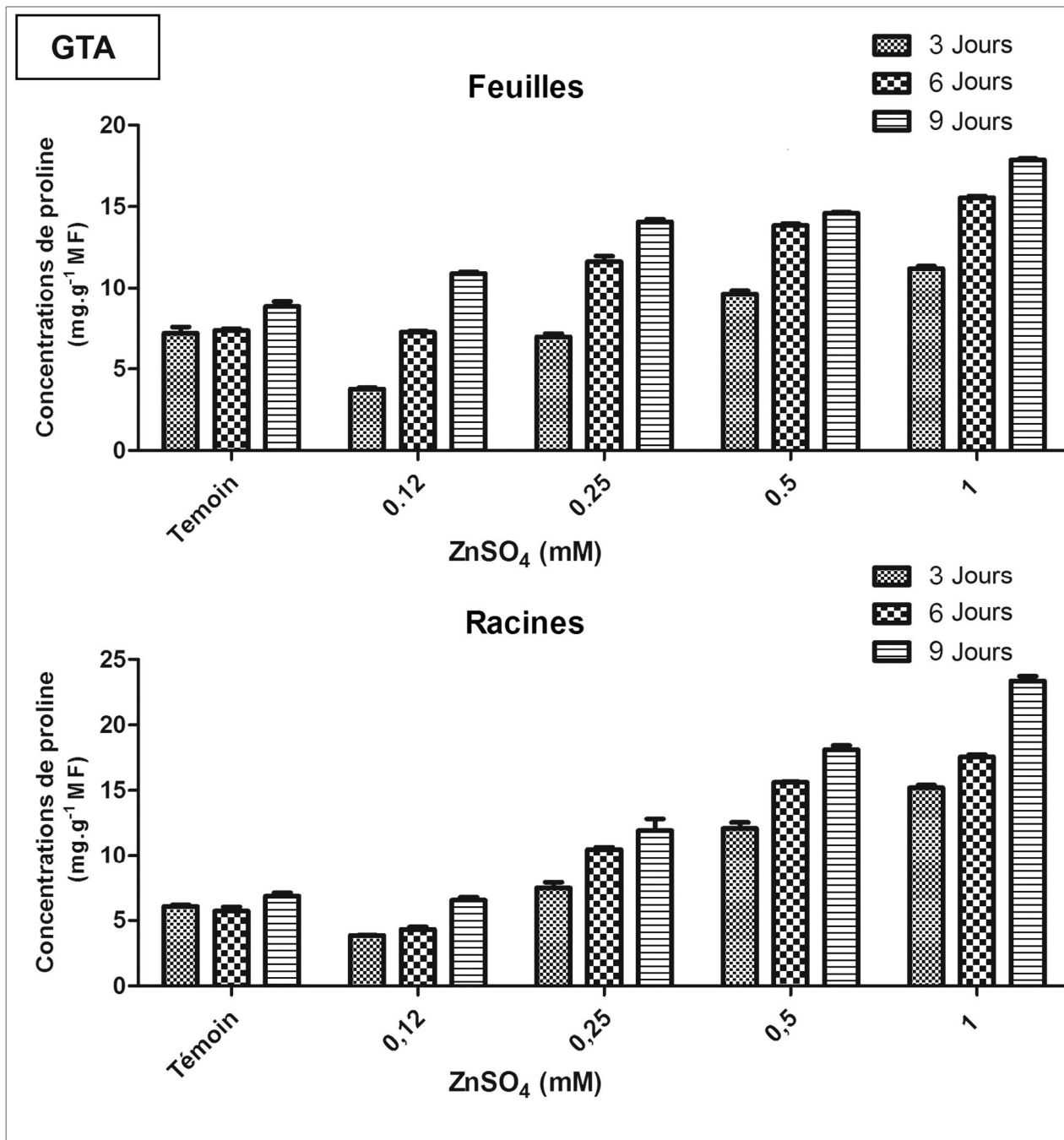


Figure 36. Concentrations de proline dans les feuilles et racines de la variété « GTA dur » soumise à différent traitement au Zinc.

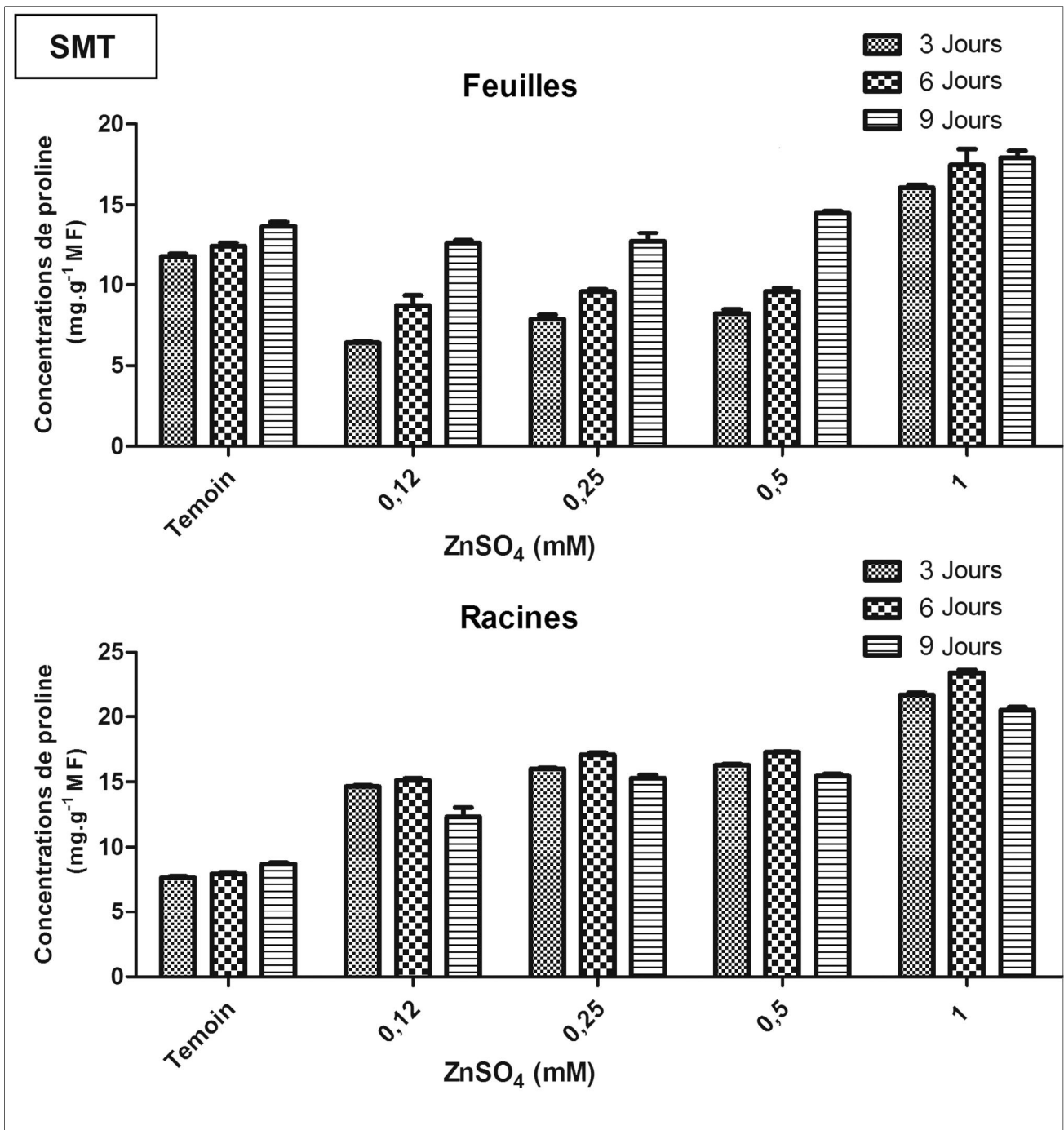


Figure 37. Concentrations de proline dans les feuilles et racines de la variété « *Semito* » soumise à différent traitement au Zinc.

Pour les plus forte doses (0,5 et 1 mM ZnSO₄), une augmentation très hautement significative dans les racines de la variété *Semito* est enregistrée après les trois temps de traitement. La concentration de proline atteint la valeur de 23,36 mg.g⁻¹ avec la dose 1 mM après 9 jours de traitement.

1.1.4 Paramètres enzymatiques

1.1.4.1 Activity catalase (CAT)

a. Effet de stress salin sur l'activité de la catalase (CAT)

Les résultats des (**Figure 38 et Figure 39**) représentent la variation de l'activité catalase au niveau des feuilles et les racines des deux variétés de blé dur.

L'analyse de la variance a seul critère de classification, montre une augmentation très hautement significative dans les feuilles de la variété *GTA dur* avec toutes les doses de traitement. On enregistre 0,447.10⁻⁷(nmol/min/mg protéines) chez le témoin qui atteint 1,426.10⁻⁷ (nmol/min/mg protéines), 1,712.10⁻⁷(nmol/min/mg protéines), 1,837.10⁻⁷ (nmol/min/mg protéines) et 2,793.10⁻⁷(nmol/min/mg protéines) avec les doses 25, 50, 75 et 100 mM respectivement. Tandis que chez la variété *Semito*, le traitement avec les faibles doses, enregistre une augmentation significative avec la dose 25 mM, et non significative avec la dose 50 mM. Le traitement au doses 75 et 100 mM on enregistre une augmentation très hautement significative de l'activité Catalase (CAT) dans les feuilles. L'activité catalase passe de 0,401.10 (nmol/min/mg protéines) à 1,390.10⁻⁷(nmol/min/mg protéines) et 1,440.10⁻⁷ (nmol/min/mg protéines) avec les doses 75 et 100 mM respectivement.

Dans les racines, l'analyse de la variance montre que le traitement avec la dose 25 mM n'est pas significatif par rapport au témoin pour les deux variétés de blé dur. Tandis qu'aux plus fortes concentrations de NaCl, on enregistre une augmentation très hautement significative de l'activité catalase chez les deux variétés de blé dur. Elle passe de 0,811.10⁻⁷ (nmol/min/mg protéines) à 3,113.10⁻⁷ (nmol/min/mg protéines) et 4,270.10⁻⁷ (nmol/min/mg protéines) chez la variété *GTA dur* et de 0,753.10⁻⁷ (nmol/min/mg protéines) à 2,235.10⁻⁷ (nmol/min/mg protéines) et 1,829.10⁻⁷ (nmol/min/mg protéines) chez la variété *Semito* avec les doses 75 et 100 mM respectivement.

a. Effet de Zinc sur l'activité catalase (CAT)

Les résultats des (**Figure 40 et Figure 41**) représentent la variation de l'activité catalase au niveau des feuilles et les racines des deux variétés de blé dur.

L'analyse de la variance a seul critère de classification, montre une augmentation hautement significative dans les feuilles de la variété *GTA dur* avec la dose 0.12 mM de traitement. À partir de la dose 0.25 mM, une augmentation très hautement significative de l'activité catalase est révélée, où on note 0,447.10⁻⁷ chez le témoin qui atteint 1,163.10⁻⁷ (nmol/min/mg protéines),

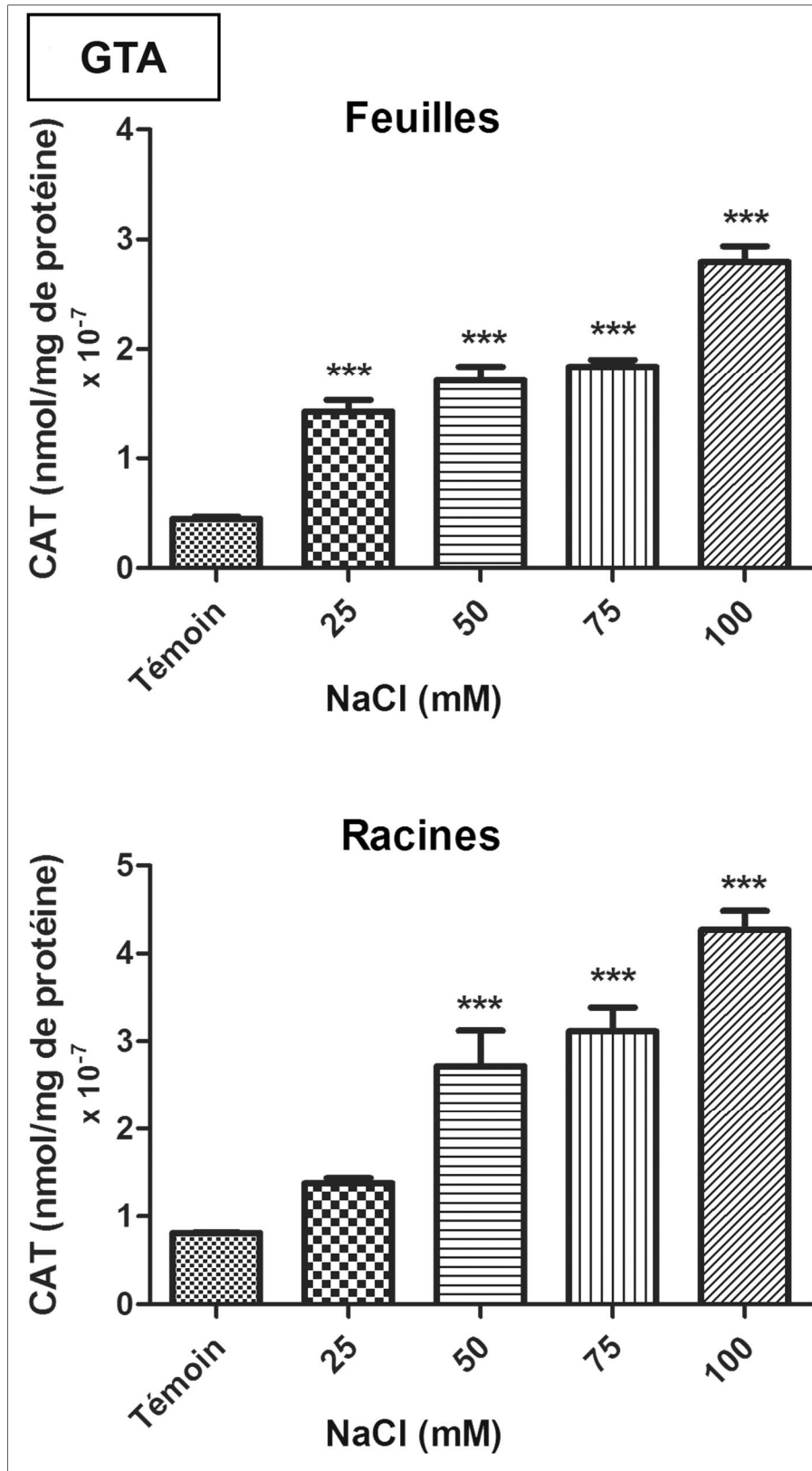


Figure 38. Effet stress salin l'activité de la catalase (CAT) dans les feuilles et les racines de la variété *GTA dur*.

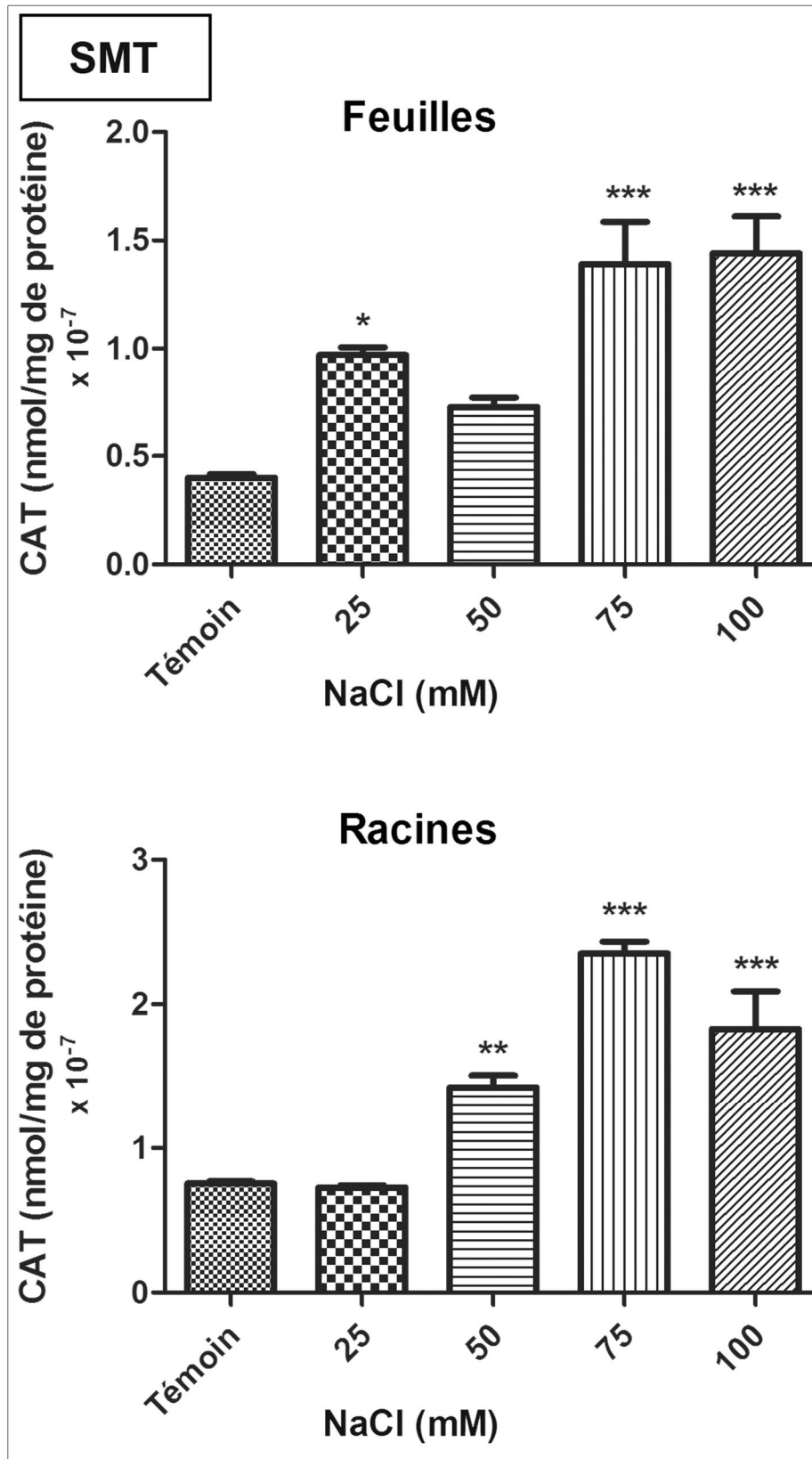


Figure 39. Effet stress salin l'activité de la catalase (CAT) dans les feuilles et les racines de la variété *Semito*.

$1,27.10^{-7}$ (nmol/min/mg protéines), et $1,178.10^{-7}$ (nmol/min/mg protéines) avec les doses 0,25, 0,5 et 1 mM respectivement. Tandis que chez la variété *Semito*, l'analyse de la variance enregistre une augmentation très hautement significative de l'activité Catalase (CAT) dans les feuilles pour toutes les doses de traitement. L'activité catalase passe de $0,401.10^{-7}$ (nmol/min/mg protéines) à $0,771.10^{-7}$ (nmol/min/mg protéines) et $1,221.10^{-7}$ (nmol/min/mg protéines) avec les doses 0,5 et 1 mM respectivement.

Dans les racines, l'analyse de la variance montre une augmentation très hautement significative chez la variété *GTA dur*. Alors que chez la variété *Semito*, la dose 0.12 mM ne semble pas affecter les racines. À partir de la dose 0,25 mM de $ZnSO_4$, l'analyse de la variance enregistre une augmentation très hautement significative de l'activité catalase. Elle passe de $0,811.10^{-7}$ à $4,889.10^{-7}$ chez la variété *GTA dur* et de $0,753.10^{-7}$ (nmol/min/mg protéines) à $2,454.10^{-7}$ (nmol/min/mg protéines) chez la variété *Semito* avec les doses 0.5 et 1 mM respectivement.

1.1.4.2 Activité de l'ascorbate peroxydase (APX)

a. Effet stress salin sur l'activité de l'ascorbate peroxydase (APX)

L'activité de l'APX mesurée des plantules des deux variétés de blé dur soumis au stress salin au niveau des feuilles et des racines sont présentées dans la figure (**Figure 42 et Figure 43**).

Les résultats montrent que le stress salin avec la plus faibles de dose de stress (25 mM NaCl) enregistre une variance n'ont significative sur l'activité enzymatique de l'APX dans les feuilles des deux variétés « *GTA dur* » et « *Semito* ». À partir de la dose 50 mM on enregistre une augmentation de hautement significative ($p < 0,01$).

L'activité enzymatique enregistrée chez le témoin passe de $0,173.10^{-5}$ (nmol/min/mg protéines) à $0,378. 10^{-5}$ (nmol/min/mg protéines) et de $0,124. 10^{-5}$ (nmol/min/mg protéines) à $0,360. 10^{-5}$ (nmol/min/mg protéines) chez la variété *GTA dur* et *Semito* respectivement. Avec les doses 75 et 100 mM, on enregistre une augmentation très hautement significative de l'activité APX dans les feuilles de deux variété. Elle atteint $0,438.10^{-5}$ (nmol/min/mg protéines) et $0,377.10^{-5}$ (nmol/min/mg protéines) chez « *GTA dur* » et « *Semito* » respectivement, avec la plus forte dose de traitement (100 mM NaCl).

Dans les racines, l'activité enzymatique APX ne semble pas affectée avec le traitement au doses 25 et 50 mM de NaCl pour les deux variétés de blé dur. Tandis qu'avec les doses 75 et 100 mM, on enregistre une augmentation très hautement significative. L'activité enzymatique passe de $0,292. 10^{-5}$ (nmol/min/mg protéines) à $0,719$ (nmol/min/mg protéines) $0,855$ (nmol/min/mg protéines) chez la variété *GTA due* et de $0,174. 10^{-5}$ (nmol/min/mg protéines) à $0,339. 10^{-5}$ (nmol/min/mg protéines) et $0,538 10^{-5}$ (nmol/min/mg protéines) chez la variété *Semito* avec les doses 75 et 100 mM respectivement.

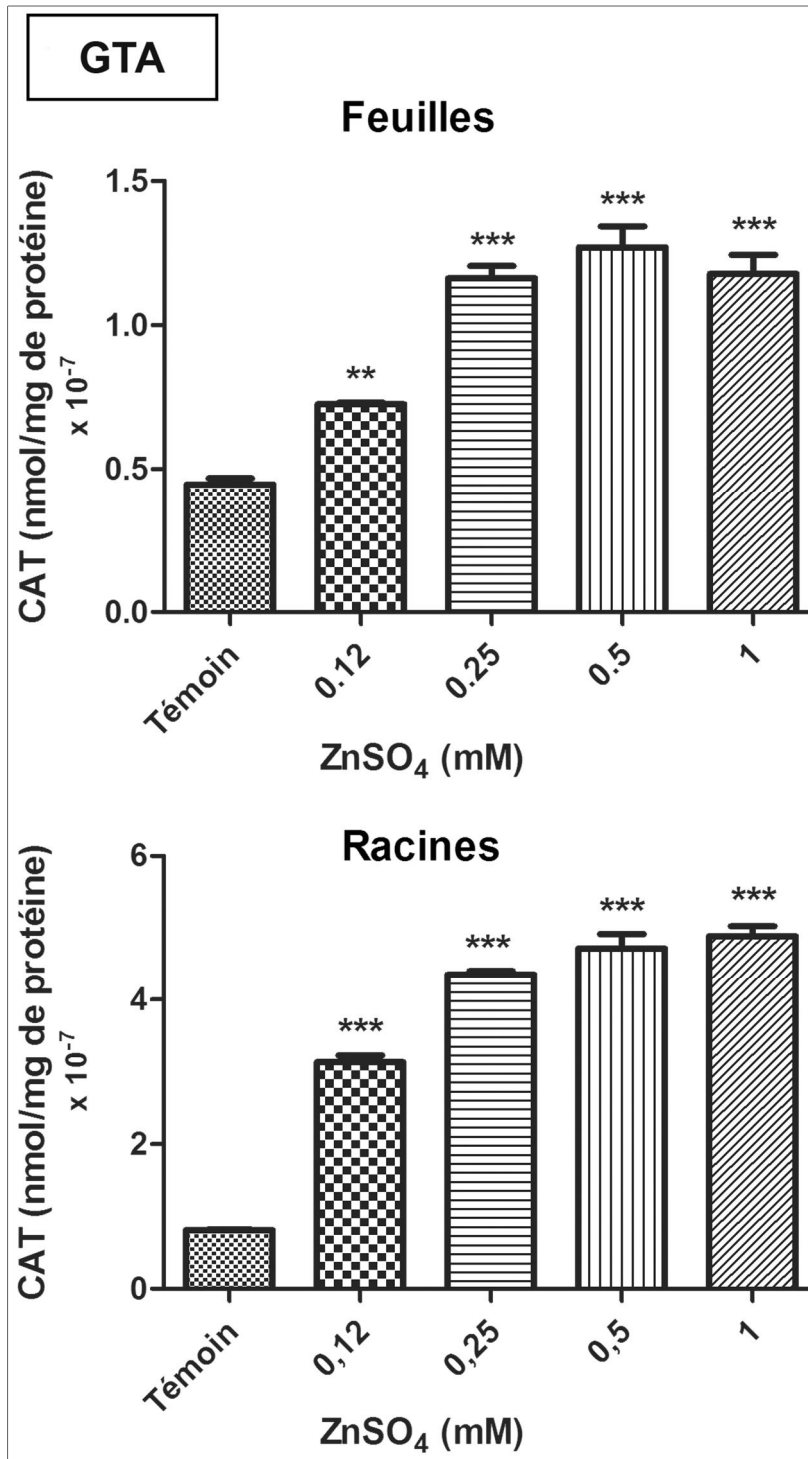


Figure 40. Effet de Zinc sur l'activité de la catalase (CAT) dans les feuilles et les racines de la variété « *GTA dur* ».

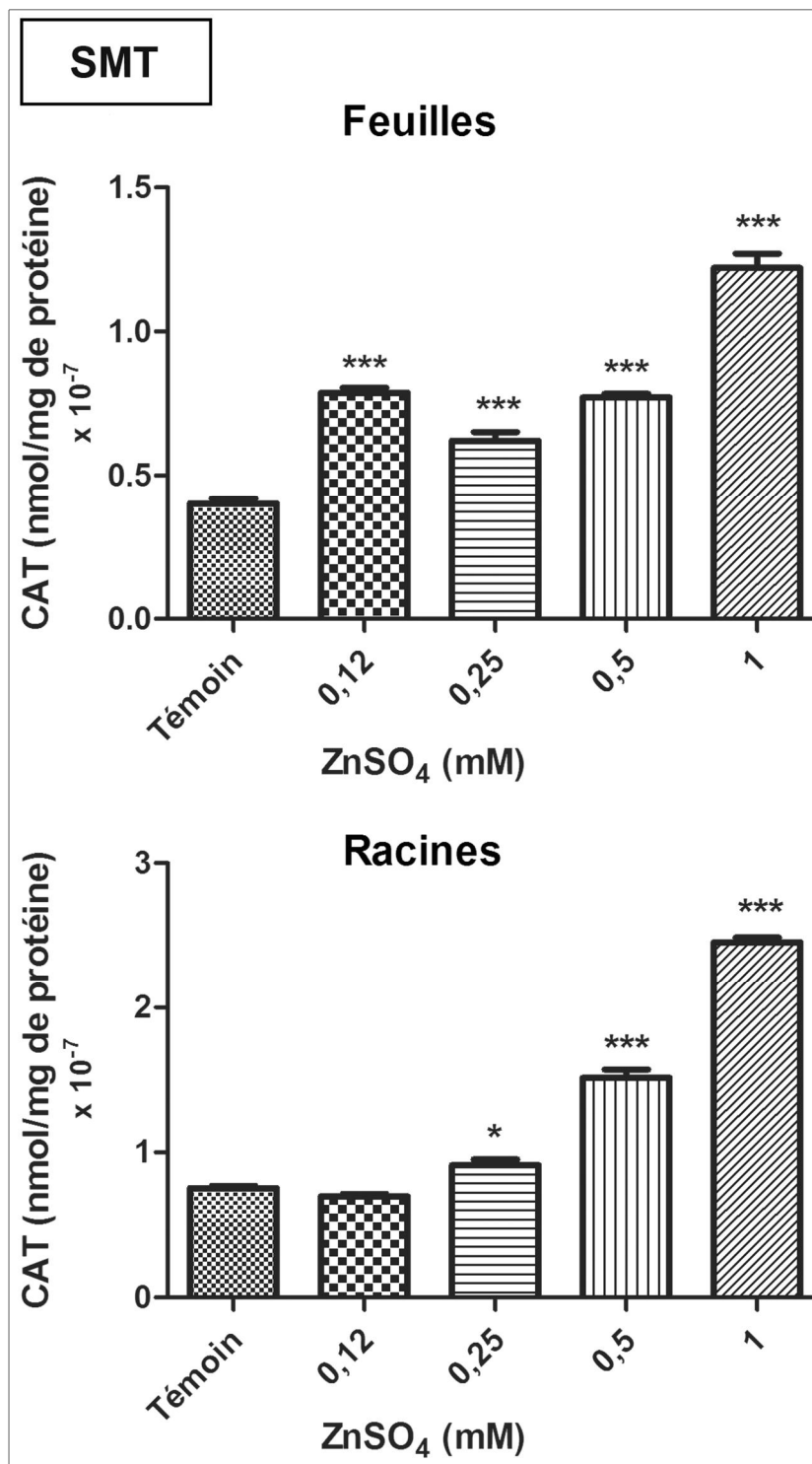


Figure 41. Effet de Zinc sur l'activité de la catalase (CAT) dans les feuilles et les racines de la variété « *Semito* ».

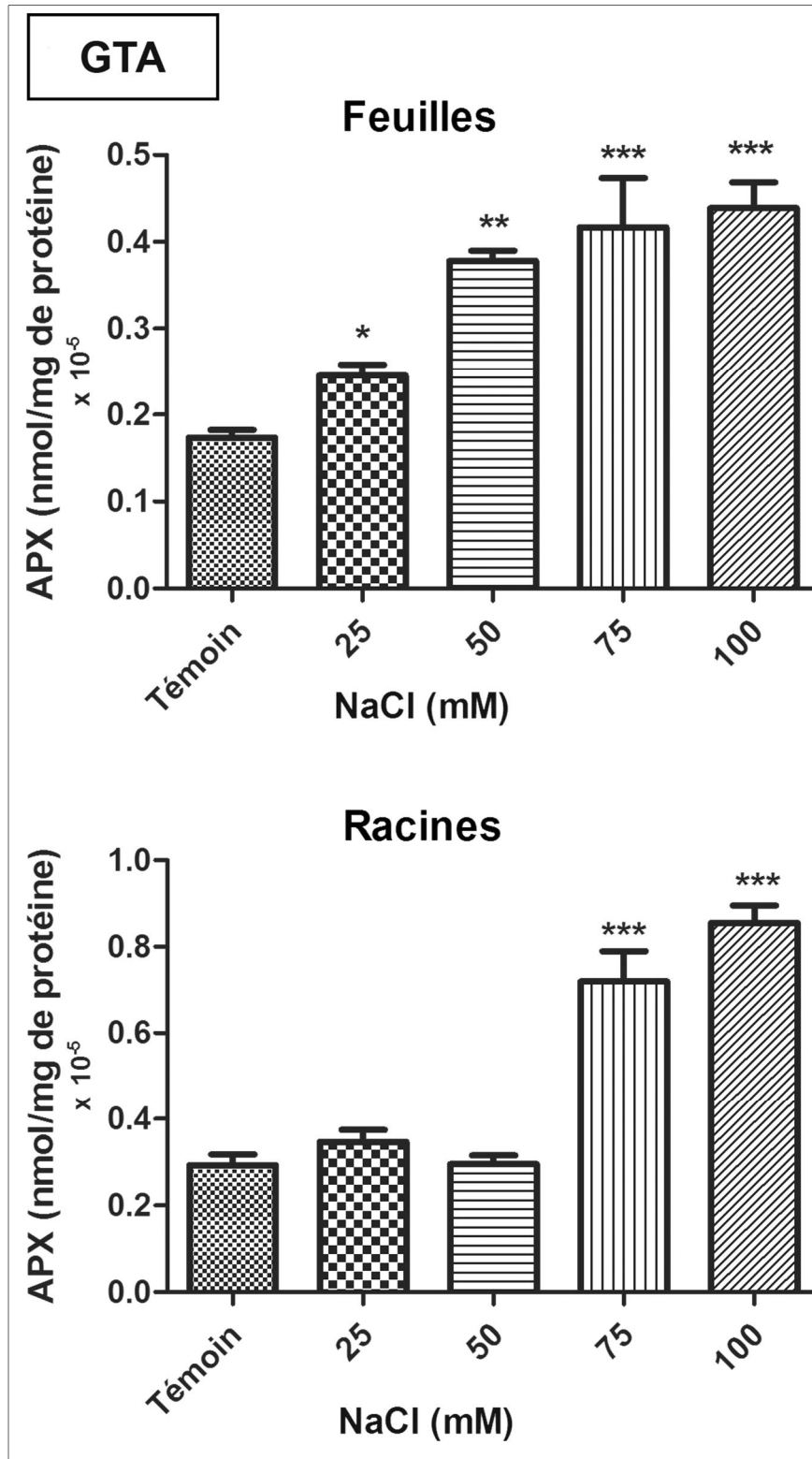


Figure 42. Effet stress salin sur l'activité de l'ascorbate peroxydase (APX) dans les feuilles et les racines de la variété *GTA dur*.

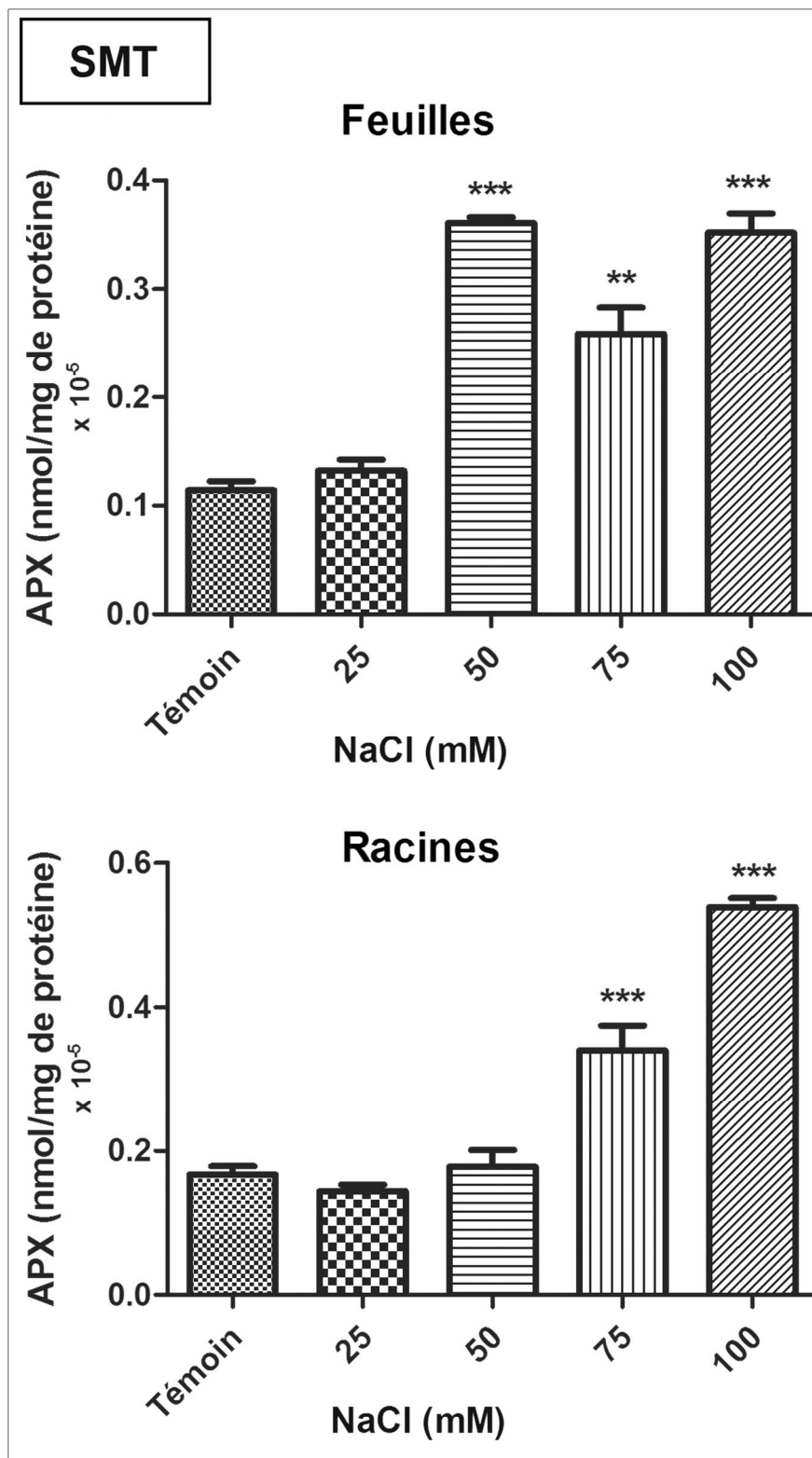


Figure 43. Effet stress salin sur l'activité de l'ascorbate peroxydase (APX) dans les feuilles et les racines de la variété *Semito*.

b. Effet de Zinc sur l'activité de l'ascorbate peroxydase (APX)

L'activité de l'APX mesurée des plantules des deux variétés de blé dur soumis au différentes dose de Zinc au niveau des feuilles et des racines sont présentées dans la (**Figure 44 et Figure 45**). Les résultats montrent que l'application du Zinc avec les plus faibles doses de stress (0,12 et 0,25 mM ZnSO₄) enregistre une variance significative dans les feuilles la variété « *GTA dur* », tandis que dans les racines, le traitement ne semble pas affecter nos plantules, où on enregistre une variance non significative de l'activité enzymatique de l'APX.

Le même résultat est enregistré avec la variété « *Semito* » avec la dose 0,25 mM, tandis que pour la dose 0,12 mM ZnSO₄ on enregistre un résultat inverse (une variance non significative dans les feuilles et significative dans les racines). À partir de la dose 0,5 mM on enregistre une augmentation de très hautement significative ($p < 0,001$). L'activité enzymatique enregistrée dans les feuilles chez le témoin passe de $0,173 \cdot 10^{-5}$ à $0,438 \cdot 10^{-5}$ (nmol/min/mg protéines) et $0,523 \cdot 10^{-5}$ (nmol/min/mg protéines) chez la variété « *GTA dur* » et de $0,124 \cdot 10^{-5}$ (nmol/min/mg protéines) à $0,445 \cdot 10^{-5}$ (nmol/min/mg protéines) et $0,709 \cdot 10^{-5}$ (nmol/min/mg protéines) chez la variété « *Semito* » avec le traitement au 0,5 et 1 mM ZnSO₄ respectivement.

Dans les racines, l'activité enzymatique APX semble plus affectée avec le traitement au plus fortes doses de ZnSO₄ (0.5 et 1 mM) pour les deux variétés de blé dur. L'activité enzymatique passe de $0,292 \cdot 10^{-5}$ (nmol/min/mg protéines) à 0,944 (nmol/min/mg protéines) 1,170 (nmol/min/mg protéines) chez la variété *GTA due* et de $0,174 \cdot 10^{-5}$ à $0,651 \cdot 10^{-5}$ et $0,842 \cdot 10^{-5}$ chez la variété *Semito* avec les doses 0,5 et 1 mM ZnSO₄ respectivement.

1.1.4.3 Activité de guaïcol peroxydase (GPX)

a. Effet de stress salin sur l'activité de guaïcol peroxydase (GPX)

Les variations des concentrations guaïcol peroxydase au niveau des feuilles et des racines sont illustrées dans les (**Figure 46 et Figure 47**).

Une variation hautement significative est enregistrée avec la plus faible dose de NaCl dans les feuilles la variété *GTA dur*. Une augmentation très hautement significative de l'activité est enregistrée chez les plantules arrosées à partir de la dose 50 mM. La plus forte concentration est enregistrée avec la plus forte dose de traitement (100 mM NaCl), où elle passe de $0,233 \cdot 10^{-5}$ (nmol/min/mg protéines) pour atteindre $1,227 \cdot 10^{-5}$ (nmol/min/mg protéines). Chez la variété « *Semito* » une augmentation très hautement significative de l'activité GPX est enregistrée à partir de la dose 25 mM. En enregistre chez le témoin un taux de $0,255 \cdot 10^{-5}$ (nmol/min/mg protéines) qui passe à $0,454 \cdot 10^{-5}$ (nmol/min/mg protéines), $0,685 \cdot 10^{-5}$ (nmol/min/mg protéines), $0,764 \cdot 10^{-5}$ (nmol/min/mg protéines) et $0,917 \cdot 10^{-5}$ (nmol/min/mg protéines) avec les doses 25, 50 75 et 100 mM NaCl respectivement.

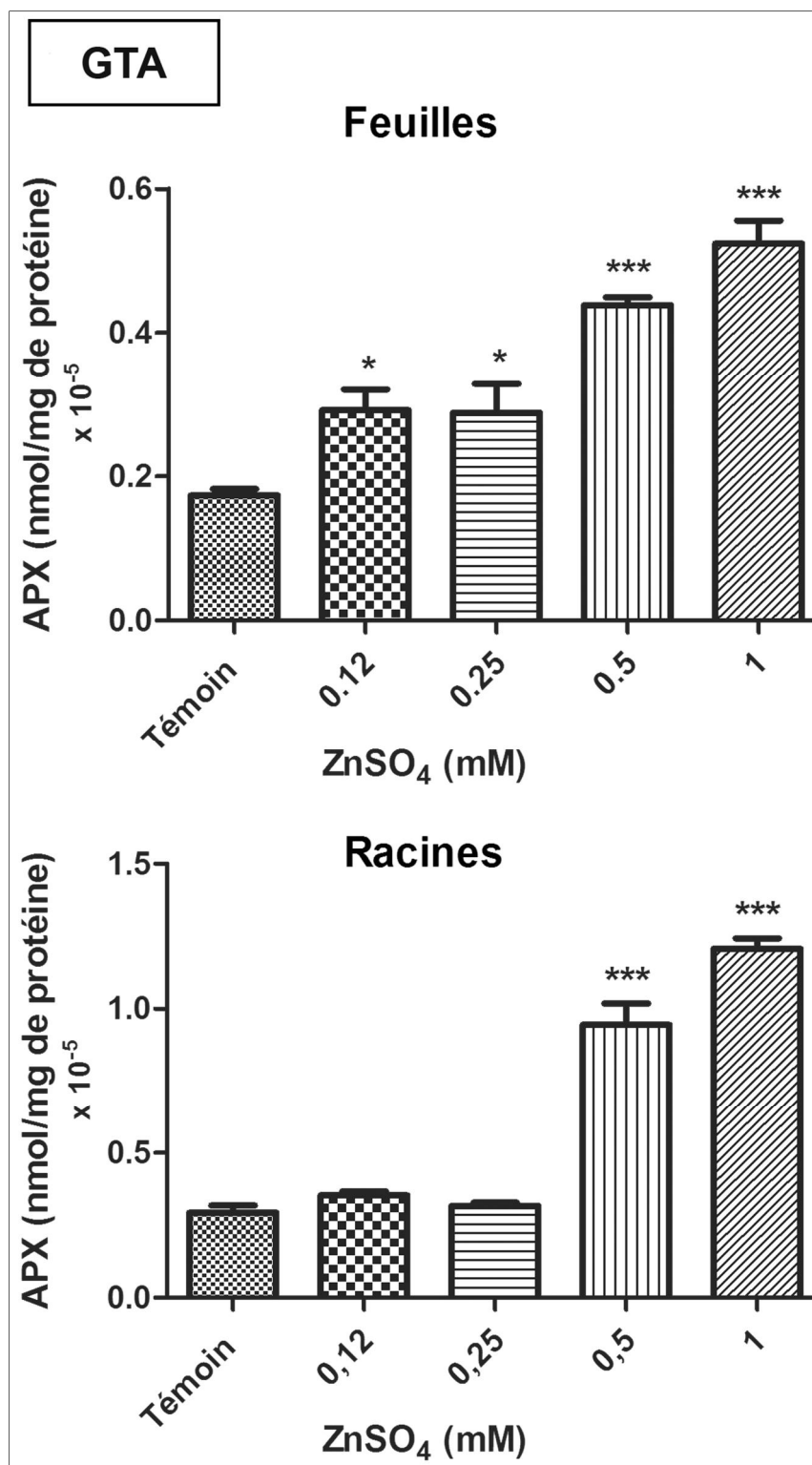


Figure 44. Effet de Zinc sur l'activité de l'ascorbate peroxydase (APX) dans les feuilles et les racines de la variété *GTA dur*.

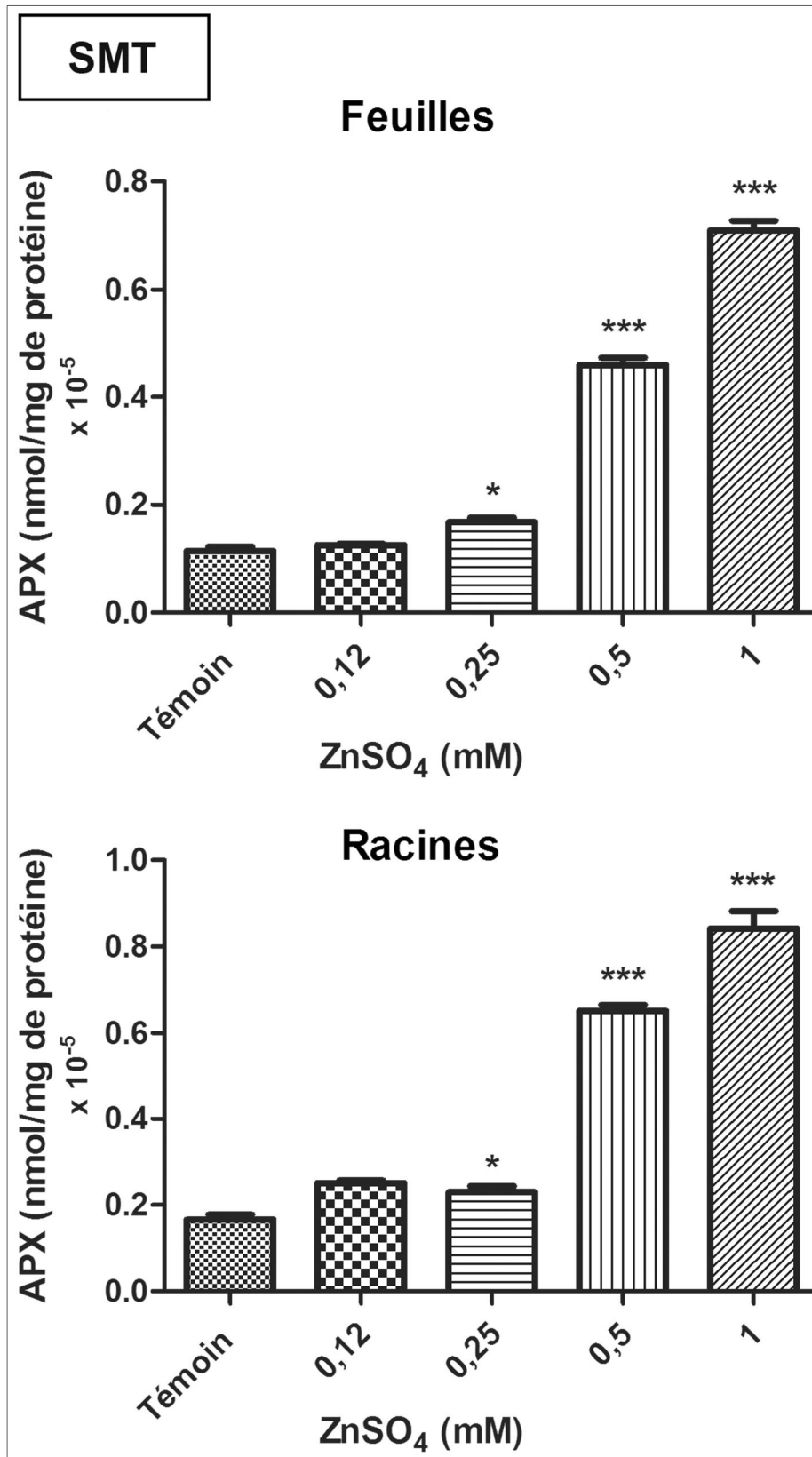


Figure 45. Effet de Zinc sur l'activité de l'ascorbate peroxydase (APX) dans les feuilles et les racines de la variété *Semito*.

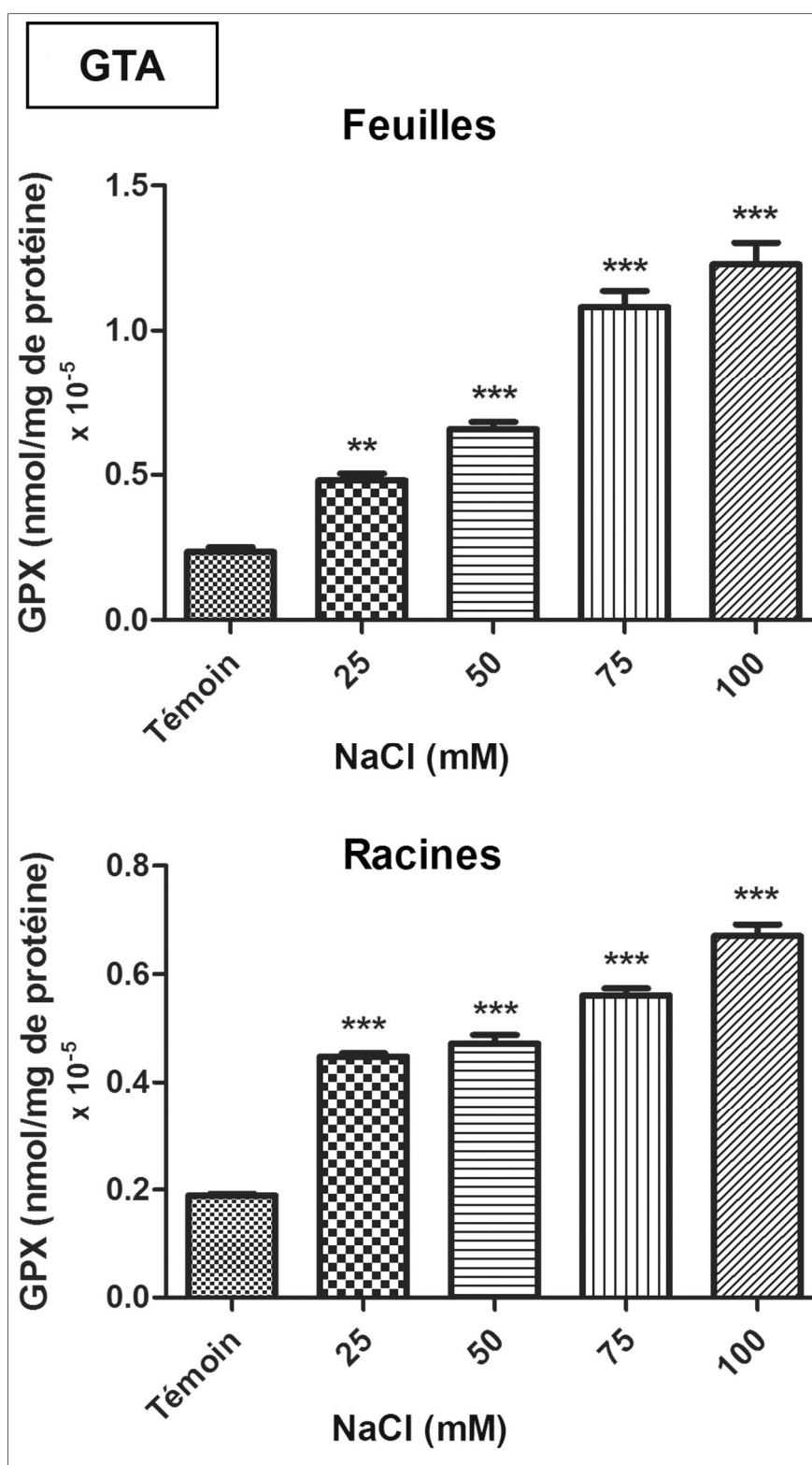


Figure 46. Effet stress salin sur l'activité de guaiacol peroxydase (GPX) dans les feuilles et les racines de la variété *GTA dur*.

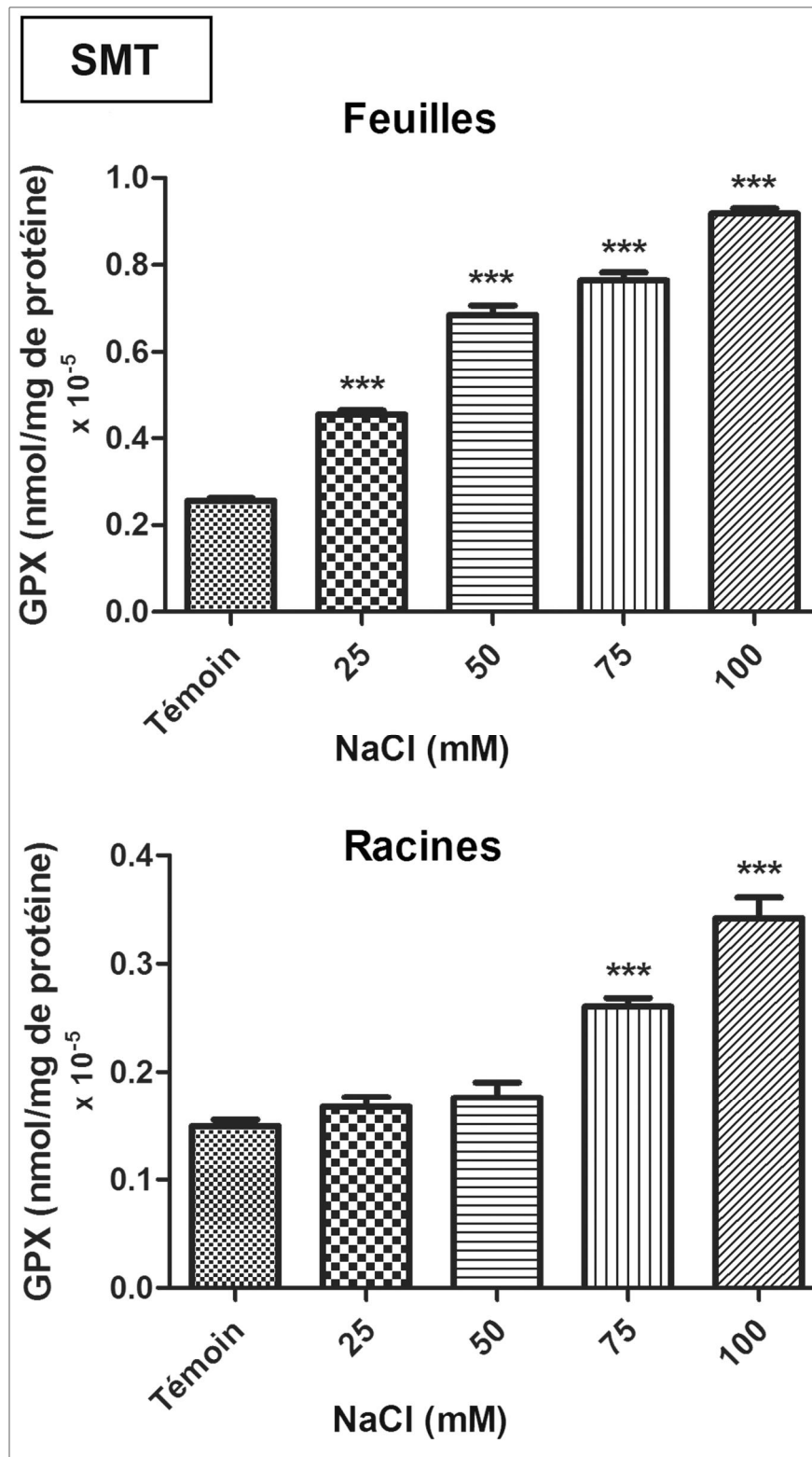


Figure 47. Effet stress salin sur l'activité de guaiacol peroxydase (GPX) dans les feuilles et les racines de la variété *Semito*.

Dans les racines, l'analyse de la variance à un seul critère de classification chez variété *GTA dur* enregistre une augmentation très hautement significative de l'activité GPX pour les différentes doses de traitement. Le taux de l'activité passe de $0,189 \cdot 10^{-5}$ à $0,447 \cdot 10^{-5}$, $0,471 \cdot 10^{-5}$, $0,561 \cdot 10^{-5}$, $0,670 \cdot 10^{-5}$ avec le traitement 25, 50, 75 et 100 mM NaCl. Tandis que chez la variété *Semito*, le traitement avec les doses 25 et 50 mM n'est pas significative par rapport au témoin, mais avec les doses 75 et 100 mM, une forte activité est enregistrée dans les racines de la variété *Semito*. On enregistre $0,149 \cdot 10^{-5}$ pour le témoin qui augmente pour atteindre les valeurs de $0,260 \cdot 10^{-5}$ et $0,342 \cdot 10^{-5}$ avec les doses 75 et 100 mM de traitement salin.

b. Effet de Zinc sur l'activité de guaïcol peroxydase (GPX)

Les variations des concentrations guaïcol peroxydase au niveau des feuilles et des racines sont illustrées dans les (**Figure 48 et Figure 49**).

Une variation significative est enregistrée avec la plus faible dose de $ZnSO_4$ dans les feuilles des deux variétés de blé dur « *GTA dur* » et « *Semito* ». L'activité GPX augmente de $0,233 \cdot 10^{-5}$ (nmol/min/mg protéines) à $0,447 \cdot 10^{-5}$ (nmol/min/mg protéines) et diminue de $0,255 \cdot 10^{-5}$ (nmol/min/mg protéines) à $0,167 \cdot 10^{-5}$ (nmol/min/mg protéines) chez « *GTA dur* » et « *Semito* » respectivement.

Une augmentation hautement significative de l'activité est enregistrée chez les plantules arrosées à la dose 0,25 mM chez la variété *GTA dur*. Avec les plus fortes concentrations de traitement (0,5 et 1 mM $ZnSO_4$) on enregistre une augmentation très hautement significative de l'activité GPX. Chez la variété *Semito*, l'analyse de la variance enregistre une augmentation très hautement significative à partir de la dose 0,25 mM. Elle atteint la valeur de $1,563 \cdot 10^{-5}$ et $1,031 \cdot 10^{-5}$ avec la dose 1 mM chez *GTA dur* et *Semito* respectivement.

Dans les racines, l'analyse de la variance à un seul critère de classification chez variété *GTA dur* enregistre une augmentation très hautement significative de l'activité GPX pour les différentes doses de traitement. Le taux de l'activité passe de $0,189 \cdot 10^{-5}$ (nmol/min/mg protéines) à $0,514 \cdot 10^{-5}$ (nmol/min/mg protéines), $0,568 \cdot 10^{-5}$ (nmol/min/mg protéines), $0,442 \cdot 10^{-5}$ (nmol/min/mg protéines), $0,701 \cdot 10^{-5}$ (nmol/min/mg protéines) avec le traitement 0,12, 0,25, 0,5 et 1 mM NaCl. Tandis que chez la variété *Semito*, le traitement avec les doses 0.12 mM enregistre une variation non significative par rapport au témoin, et une augmentation significative avec la dose 0.5 mM. Avec les doses 0,5 et 1 mM $ZnSO_4$, une forte activité est enregistrée dans les racines de la variété *Semito*. On enregistre $0,149 \cdot 10^{-5}$ pour le témoin qui augmente pour atteindre les valeurs de $0,325 \cdot 10^{-5}$ (nmol/min/mg protéines) et $0,491 \cdot 10^{-5}$ (nmol/min/mg protéines) avec les doses 0.5 et 1 mM de traitement.

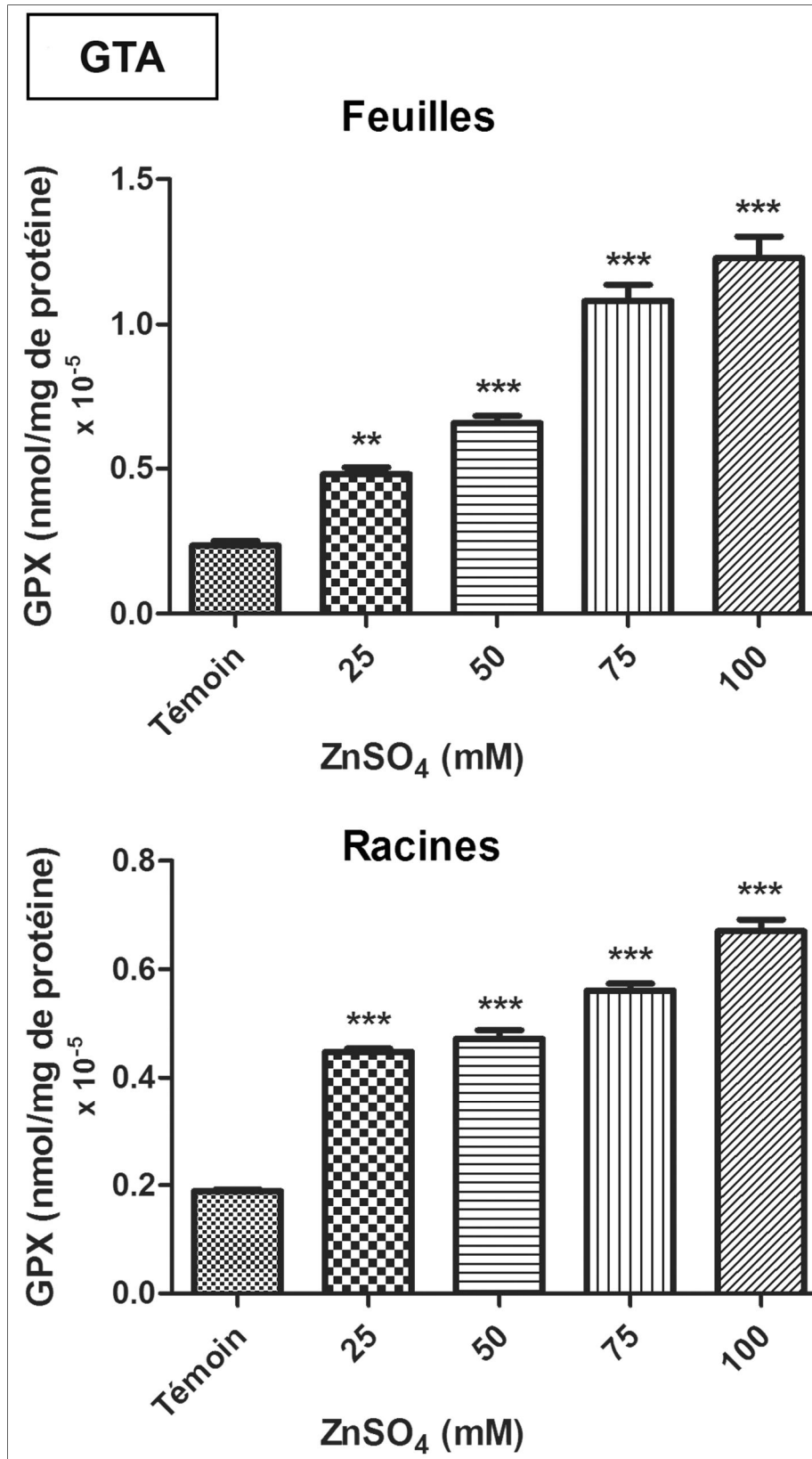


Figure 48. Effet de Zinc sur l'activité de guaiacol peroxydase (GPX) dans les feuilles et les racines de la variété *GTA dur*.

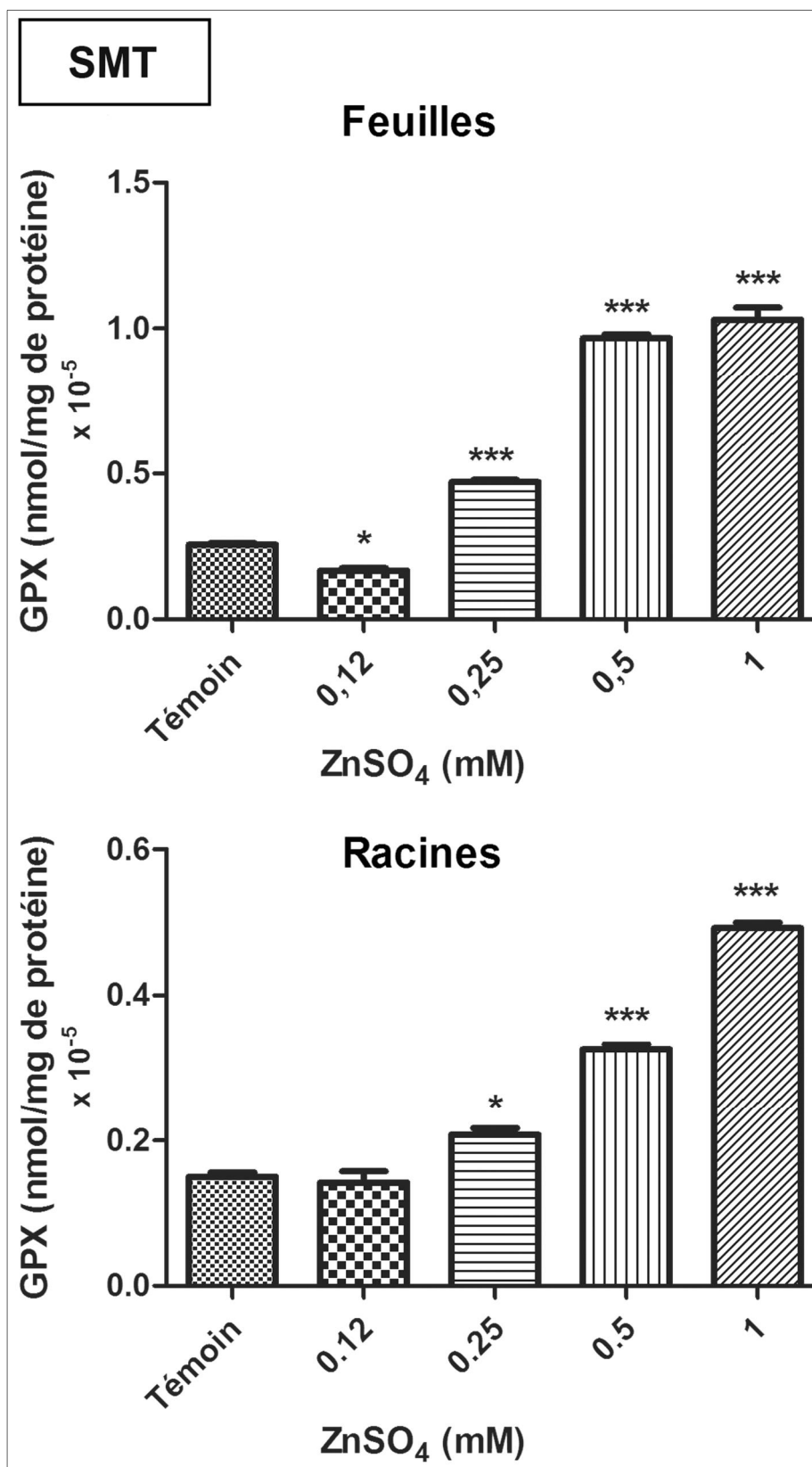


Figure 49. Effet de Zinc sur l'activité de guaïcol peroxydase (GPX) dans les feuilles et les racines de la variété *Semito*.

1.2 Atténuation du stress

1.2.1 Paramètres morphologiques

1.2.1.1 Taux de germination

Dans le chapitre I, l'analyse des résultats montre que la concentration de NaCl dans le milieu influe sur le taux de germination pour les deux variétés de blé dur « *GTA dur* » et « *Semito* » comparativement au témoin. Toutefois, dans le chapitre II, nous observons, que le taux de germination des deux espèces étudiées semble indifférent à l'application de différentes doses de Zinc et ne présente pas de différence significative ($p > 0,05$) vis-à-vis du niveau de traitement.

En outre, l'interaction du stress salin avec le Zinc illustré dans la (**Figure 50**), révèle une amélioration de taux de germination par rapport aux graines soumises au stress salin seul. L'analyse de la variance a un seul critère de classification montre que l'application du Zinc a avec la plus faible dose de stress salin (25 mM) à révéler une variance significative ($p < 0,05$), tandis qu'avec les doses 50, 75 et 100 mM NaCl, l'ajout de Zinc enregistre une variance très hautement significative ($p < 0,001$).

D'après les résultats dans la (**Figure 50**), on remarque que l'application de la dose 0,25 mM ZnSO₄ avec 50 mM NaCl, enregistre une augmentation de 26,67% avec le stress salin seul pour atteindre un pourcentage de germination de 100% chez la variété *GTA dur*. L'application de Zinc à 0,12, 0,25 et 0,5 mM induit une augmentation de 38,88%, 35,76% et 34,21% par rapport aux plantules traitées avec la dose 75 mM NaCl seul. Avec la plus forte dose de NaCl, l'addition de Zinc a amélioré d'une façon très hautement significative le taux de germination, où il passe de 26,66% à 63,33%, 73,33%, 56,66% et 50% avec les doses 0,12, 0,25, 0,5 et 1 mM ZnSO₄.

Chez la variété *Semito* (**Figure 51**), l'ajout des doses 0,12 et 0,25 mM ZnSO₄ à la dose 25 mM NaCl a amélioré le taux de germination d'une façon hautement significative. Avec les doses 50 et 100 mM on remarque une augmentation très hautement significative, elle atteint le taux de 96,66% avec 50 mM NaCl et 0,25 mM Zn.

Donc on peut dire que l'application de Zinc a un effet positif significatif en atténuant l'impact nocif du stress salin appliqué sur les graines de blé dur.

1.2.1.2 Longueur des feuilles et des racines

Les (**Figure 52, Figure 53, Figure 55, Figure 54**) représente l'effet du Zinc sur l'élongation racinaire et foliaire des plantes de blé dur soumises ou non au stress salin. Nous remarquons que les traitements par les différentes concentrations de stress salin provoquent une diminution significative des longueurs moyennes des feuilles et des racines des deux variétés de blé dur.

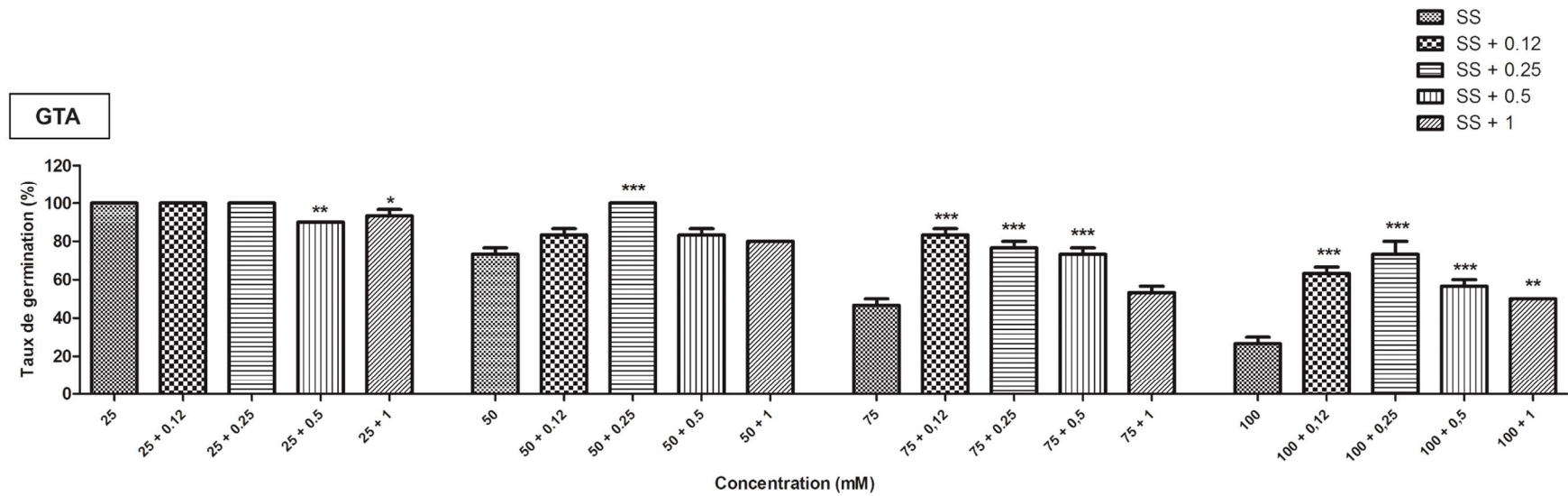


Figure 50. Effet de Zinc sur la germination de la variété *GTA dur* soumise au stress salin

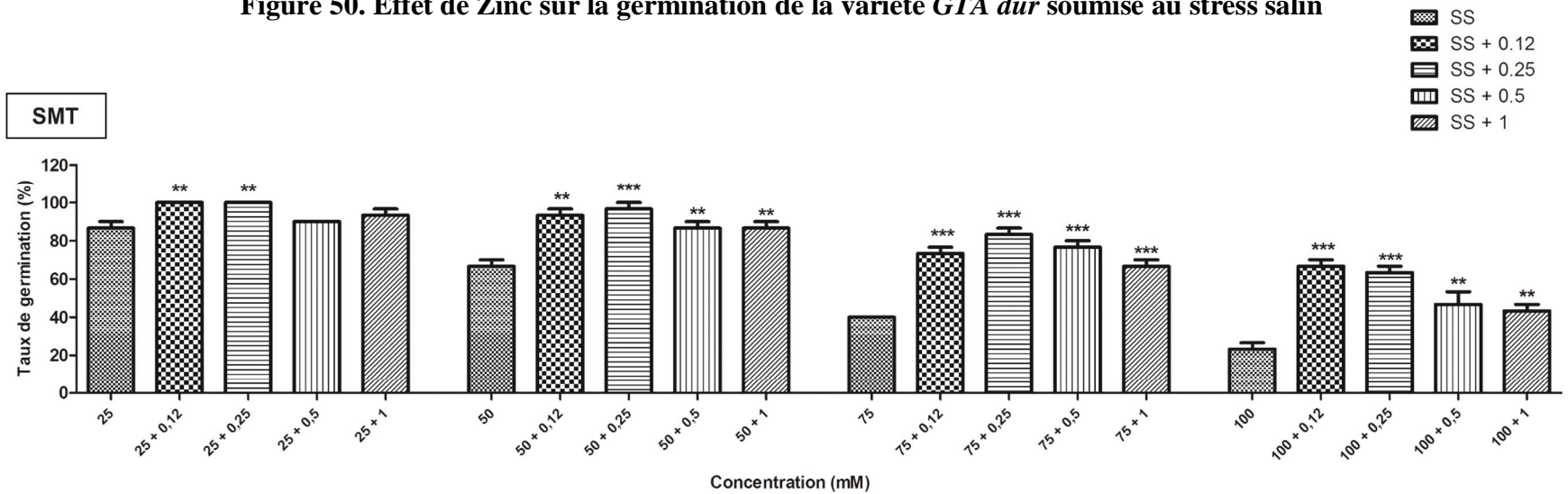


Figure 51. Effet de Zinc sur la germination de la variété *Semito* soumise au stress salin

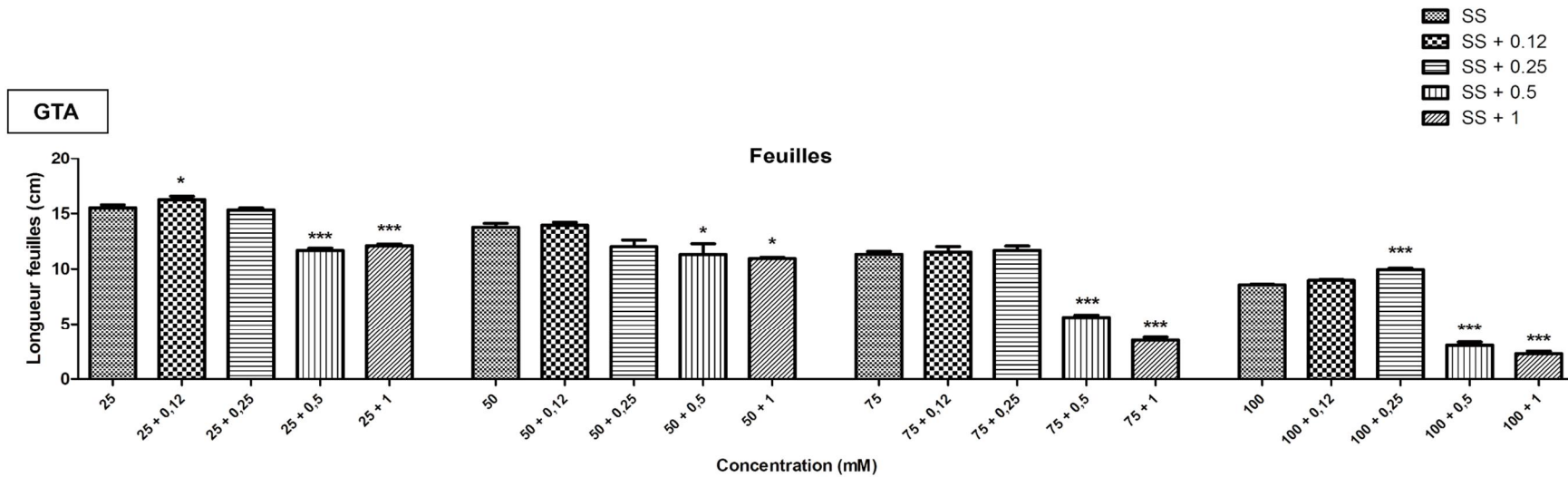


Figure 52. Effet de Zinc sur la longueur des feuilles de la variété *GTA dur* soumise au stress salin

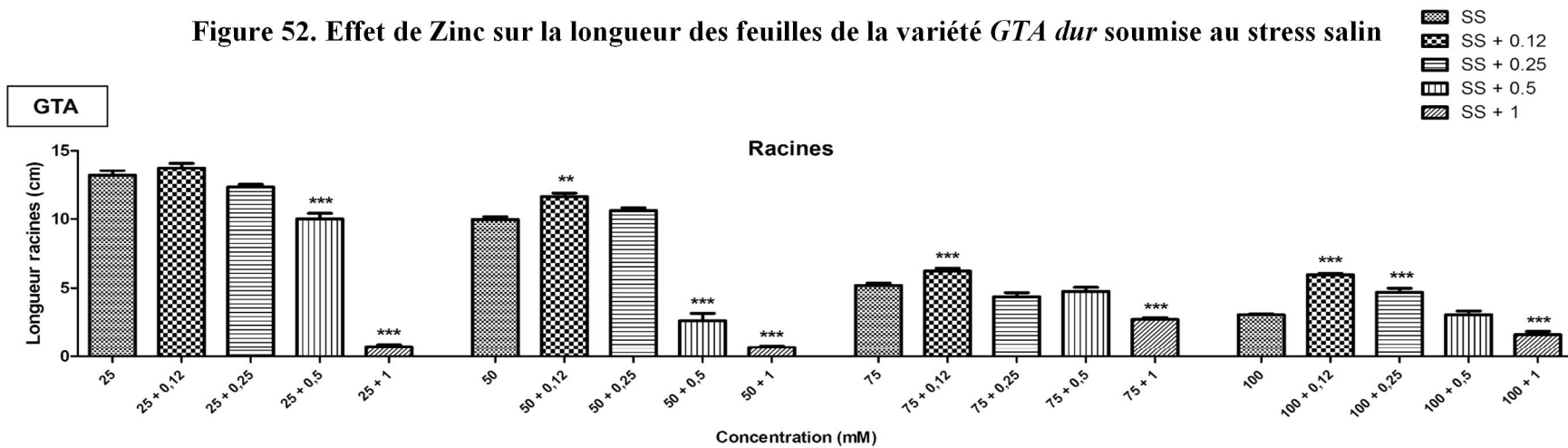


Figure 53. Effet de Zinc sur la longueur des racines de la variété *GTA dur* soumise au stress salin

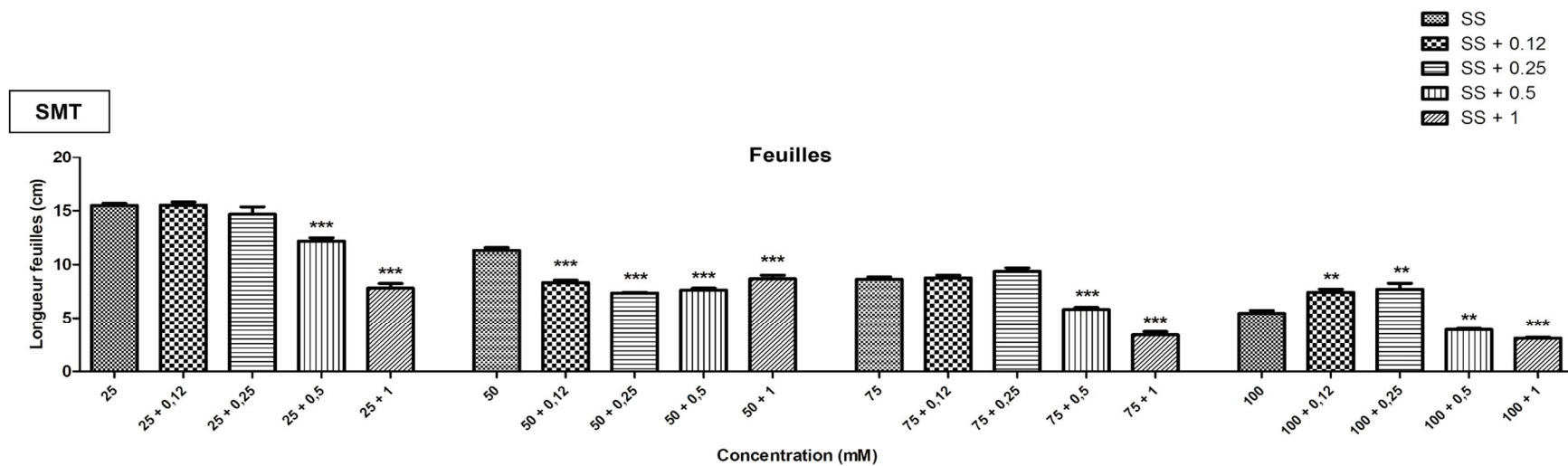


Figure 55. Effet de Zinc sur la longueur des feuilles de la variété *Sémito* soumise au stress salin

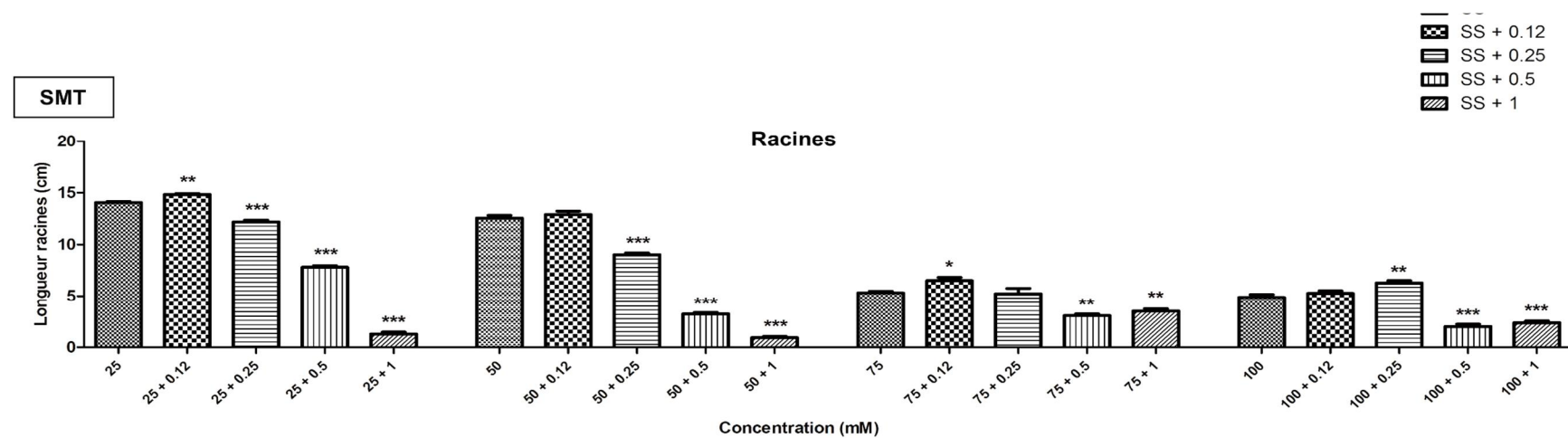


Figure 54. Effet de Zinc sur la longueur des racines de la variété *Sémito* soumise au stress salin

Toutefois, l'addition du Zinc dans la solution nutritive induit une augmentation des longueurs moyennes des racines et des feuilles des plantes de blé dur.

L'application de Zinc avec les faibles doses de stress salin chez variété *GTA dur* n'a pas eu d'effet significative sur la longueur des feuilles. Alors qu'avec la dose 100 mM NaCl on remarque une augmentation avec l'addition de 0,25 mM. Dans les racines, l'application de 0,12 mM Zinc avec 50 mM NaCl et 0,12, 0,25 et 0,5 mM avec 100 mM NaCl a favorisé leurs croissances, ce qui a conduit à l'augmentation des longueurs moyennes racines des lots traités par le stress salin.

Chez la variété *Semito*, avec le faible stress, l'analyse de la variance révèle une variance non significative, pour la partie aérienne que pour les parties souterraines. En revanche avec les fortes doses de stress. On remarque une évolution de la longueur des feuilles on ajoutant 0,5 et 1 mM de Zn au 75 mM NaCl. Avec la plus forte dose stress salin (100 mM), l'ajout de Zinc a évolué la longueur foliaire avec les doses 0,12 0,5 et 1 mM Zn, et racinaire avec les doses 0,25, 0,5 et 1 mM Zn. Donc, nos résultats ont montré que l'interaction entre le stress salin et le Zinc a un effet positif significatif en atténuant son impact nocif appliqué sur la croissance des plantes de blé dur.

1.2.2 Paramètres biochimiques

1.2.2.1 Synthèse des sucres totaux

Dans le premier chapitre, Nos résultats montrent une augmentation hautement significative des concentrations des sucres solubles totaux dans les feuilles et les racines des plantes traitées au stress salin par rapport à celles des témoins pour les deux variétés de blé dur *GTA dur* et *Semito*.

Le traitement au Zinc dans le 2^{ème} chapitre révèle que le traitement à faible doses induit une diminution significative des concentrations de sucres par rapport au témoin pour dans les feuilles des deux variétés étudiées, tandis qu'elle enregistre un résultat stable pour la variété *GTA dur* et une diminution dans la variété *Semito* dans les racines.

L'interaction du stress salin et le Zinc chez les deux variétés de blé dur est illustrée dans les figures (**Figure 57**, **Figure 56**, **Figure 58** et **Figure 59**). On remarque que chez la variété *GTA dur*, l'application du Zinc avec la plus faible dose de NaCl (25 mM) n'a pas d'effet significatif sur les concentrations des sucres accumulés dans les feuilles. Tandis qu'avec les plus fortes doses on remarque une diminution de la concentration de sucre avec l'application de 0,12, 0,25 et 0,5 mM ZnSO₄. Dans les racines, avec différentes doses de NaCl, on enregistre une diminution de taux des sucres on ajoutant les deux faibles doses de Zinc (0,12 et 0,25 mM), mais avec la plus forte dose de Zinc (1 mM), on remarque une augmentation très hautement significative.

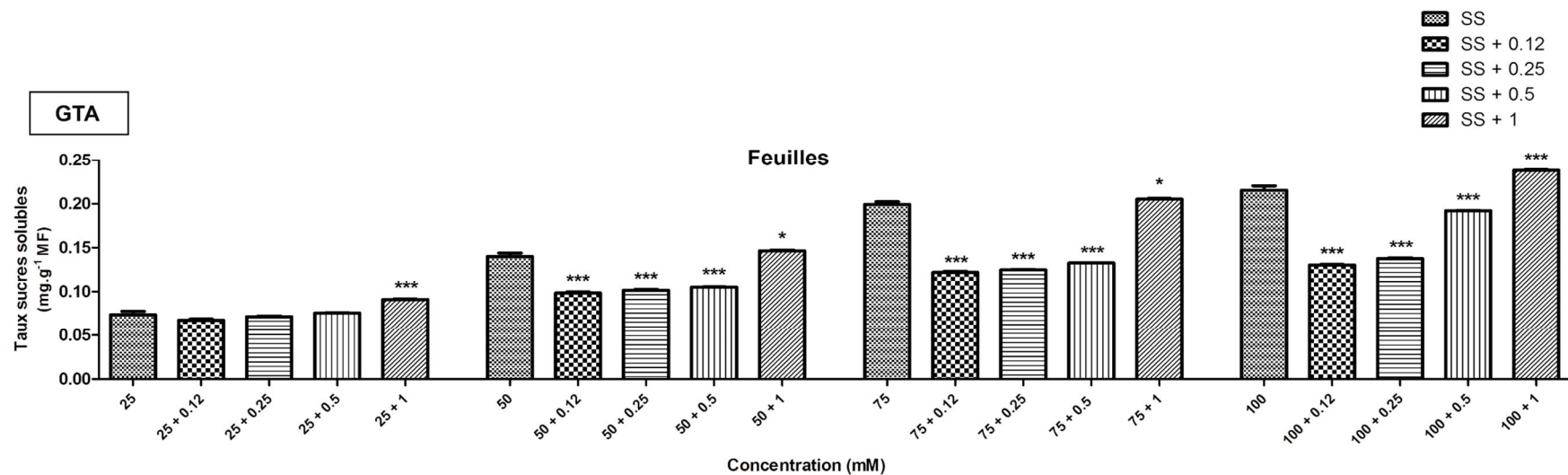


Figure 57. Effet de Zinc sur le taux des sucres totaux dans les feuilles de la variété *GTA dur* soumise au stress salin

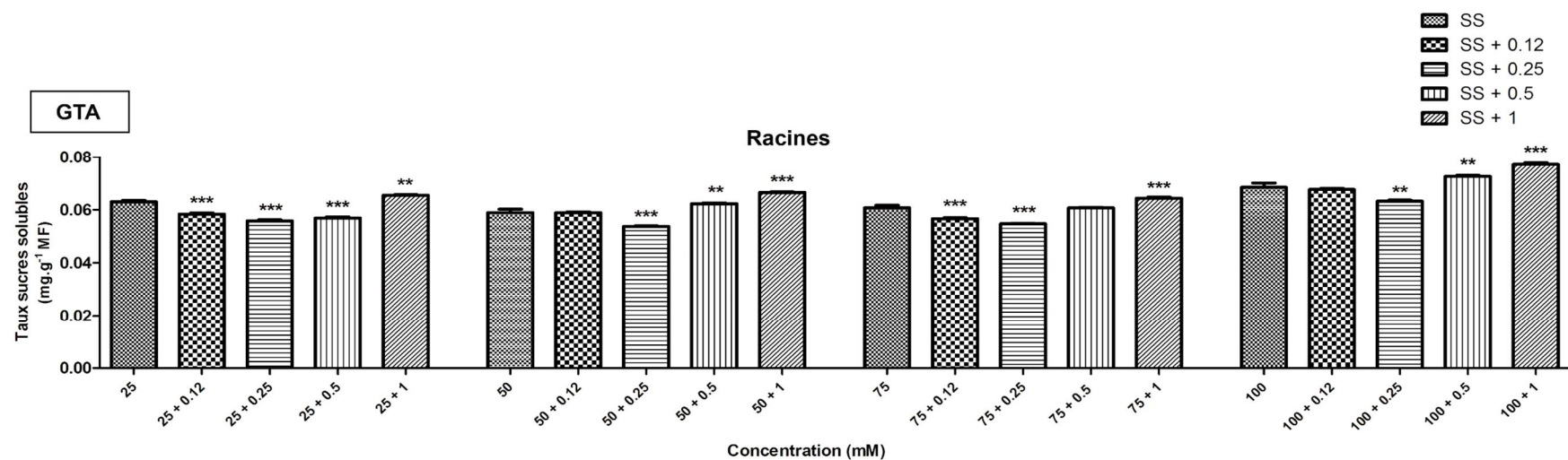


Figure 56. Effet de Zinc sur le taux des sucres totaux dans les racines de la variété *GTA dur* soumise au stress salin

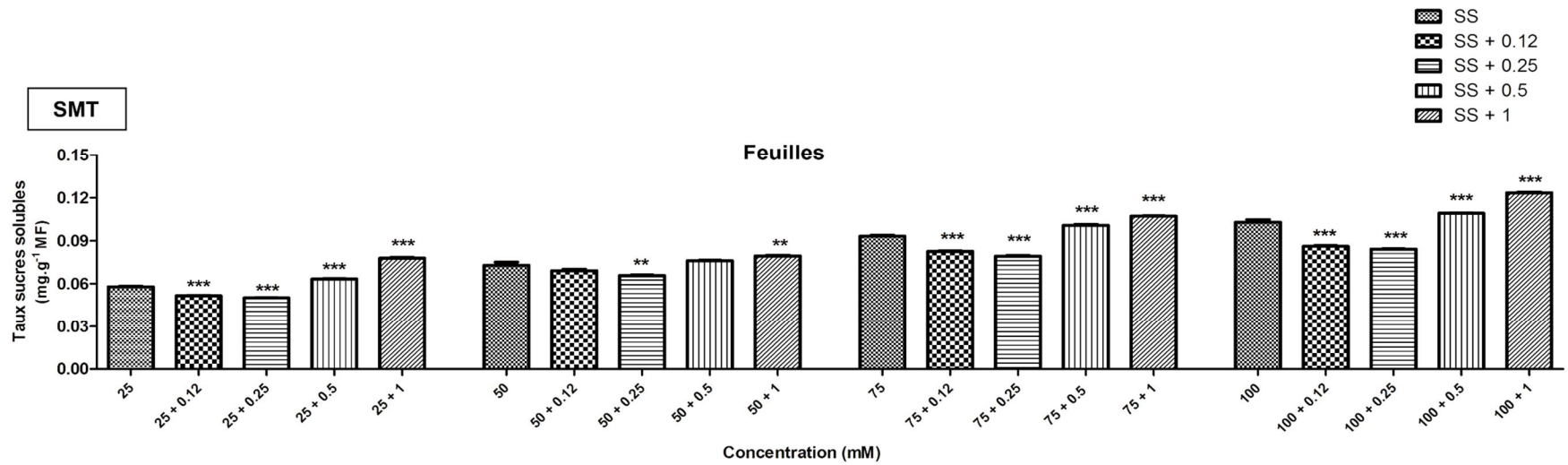


Figure 58. Effet de Zinc sur le taux des sucres totaux dans les feuilles de la variété *Sémito* soumise au stress salin

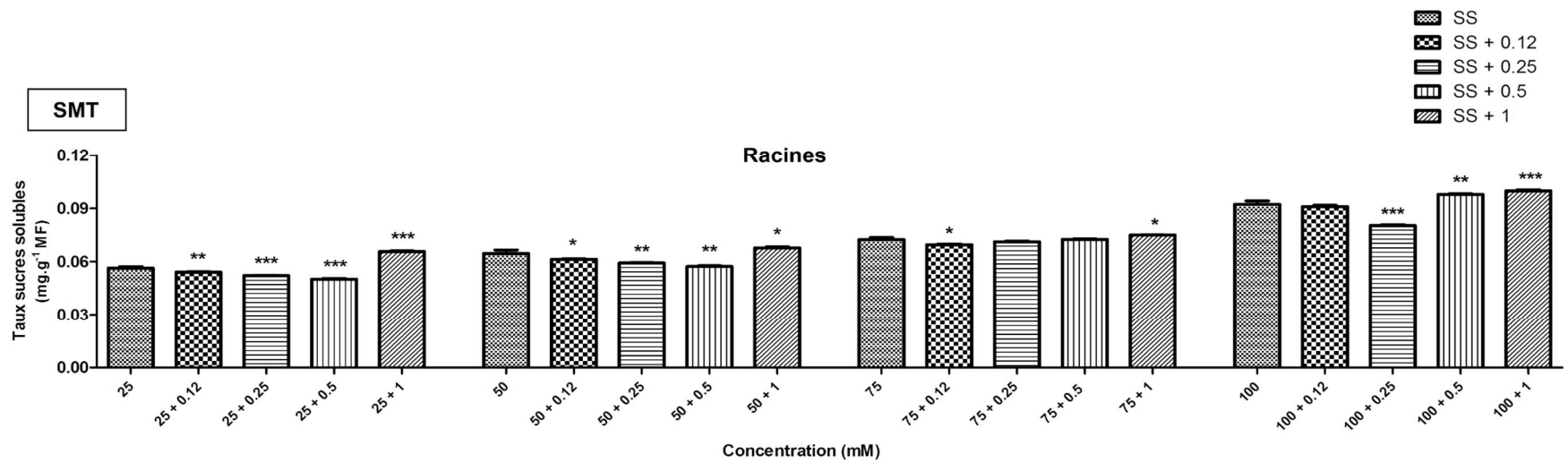


Figure 59. Effet de Zinc sur le taux des sucres totaux dans les racines de la variété *Sémito* soumise au stress salin

1.2.2.2 Synthèse de proline

Dans le 1^{er} chapitre, le taux de proline pour les deux variétés de blé dur a illustré que pour les plus fortes concentrations de stress salin, on a enregistré une augmentation très hautement significative des concentrations de proline accumulés dans les feuilles et les racines.

Le traitement aux différentes doses de ZnSO₄ dans le 2^{ème} chapitre, on enregistre une augmentation hautement significative des doses les plus faibles de traitement dans les feuilles et les racines des deux variétés *GTA dur* et *Semito*.

L'association des deux types de stress dans le milieu d'arrosage, révèle une diminution des concentrations de proline dans les feuilles et les racines en appliquant 0,12 et 0,25 mM Zn avec toutes les doses de stress salin chez la variété *GTA dur* et *Semito*.

Avec les plus fortes doses de NaCl, l'interaction Stress salin-Zinc révèle une augmentation très hautement significative des concentrations de proline (**Figure 60 Figure 61 Figure 63 Figure 62**).

1.2.3 Paramètres enzymatiques

1.2.3.1 Effet de l'addition stress salin/ Zinc sur l'activité de la catalase (CAT)

L'influence de l'addition du Zinc sur l'activité catalase au niveau des feuilles et des racines des plantes de blé dur soumises au stress salin est mise en évidence dans les (**Figure 65, Figure 64, Figure 67, Figure 66**). L'analyse de la variance a seul critère de classification, montre une augmentation très hautement significative dans les feuilles de la variété *GTA dur* avec toutes les doses de traitement.

D'après nos résultats, nous notons que les traitements stress salin ou au Zinc provoquent une augmentation de l'activité catalase chez les plantes de blé dur traitées au niveau foliaire et racinaire par rapport au témoin. Selon nos résultats dans le chapitre addition on remarque, que l'addition du Zinc au stress salin fait augmenter considérablement les concentrations de la catalase chez la variété *Semito* comme chez la variété *GTA dur*.

L'induction de la catalase est plus marquée dans les racines que dans les feuilles et elle est plus remarquable chez la variété *GTA dur* que chez la variété *Semito*.

Le traitement au stress salin a la dose 25 mM enregistre une valeur de $1,426 \cdot 10^{-7}$, qui atteint $2,736 \cdot 10^{-7}$ (nmol/min/mg protéines) et de $9,709 \cdot 10^{-8}$ (nmol/min/mg protéines) à $1,564 \cdot 10^{-7}$ (nmol/min/mg protéines) avec l'addition de 1 mM ZnSO₄ chez la variété *GTA dur* et *Semito* respectivement. Dans les racines, l'addition de la dose 1 mM de Zinc, l'activité catalase passe de $1,378 \cdot 10^{-7}$ (nmol/min/mg protéines) à $5,658 \cdot 10^{-7}$ (nmol/min/mg protéines) et de $7,272 \cdot 10^{-8}$ (nmol/min/mg protéines) à $1,815 \cdot 10^{-7}$ chez la variété *GTA dur* et *Semito* respectivement.

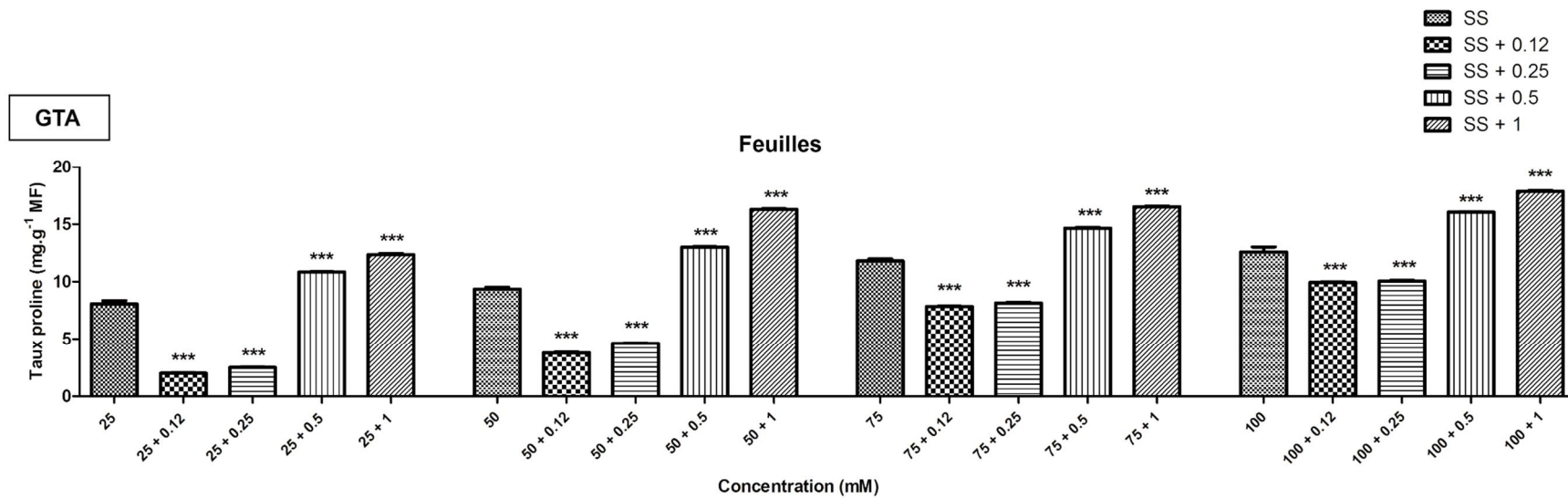


Figure 60. Effet de Zinc sur les concentrations de proline dans les feuilles de la variété *GTA dur* soumise au stress salin

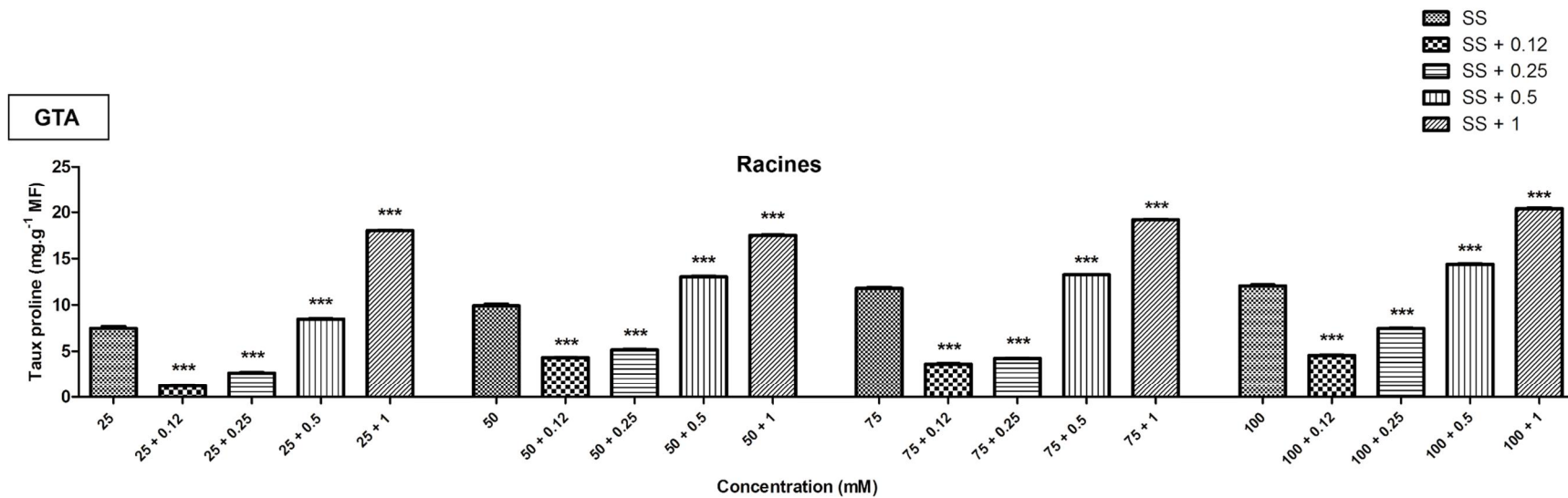


Figure 61. Effet de Zinc sur les concentrations de proline dans les racines de la variété *GTA dur* soumise au stress salin

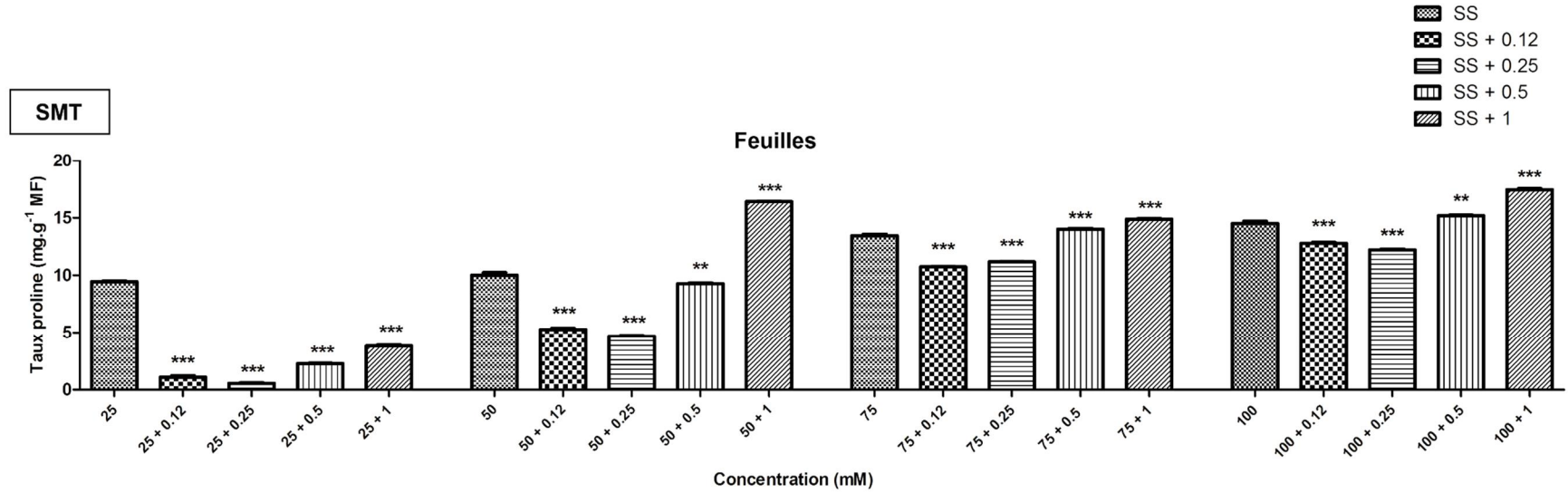


Figure 63. Effet de Zinc sur les concentrations de proline dans les feuilles de la variété *Sémito* soumise au stress salin

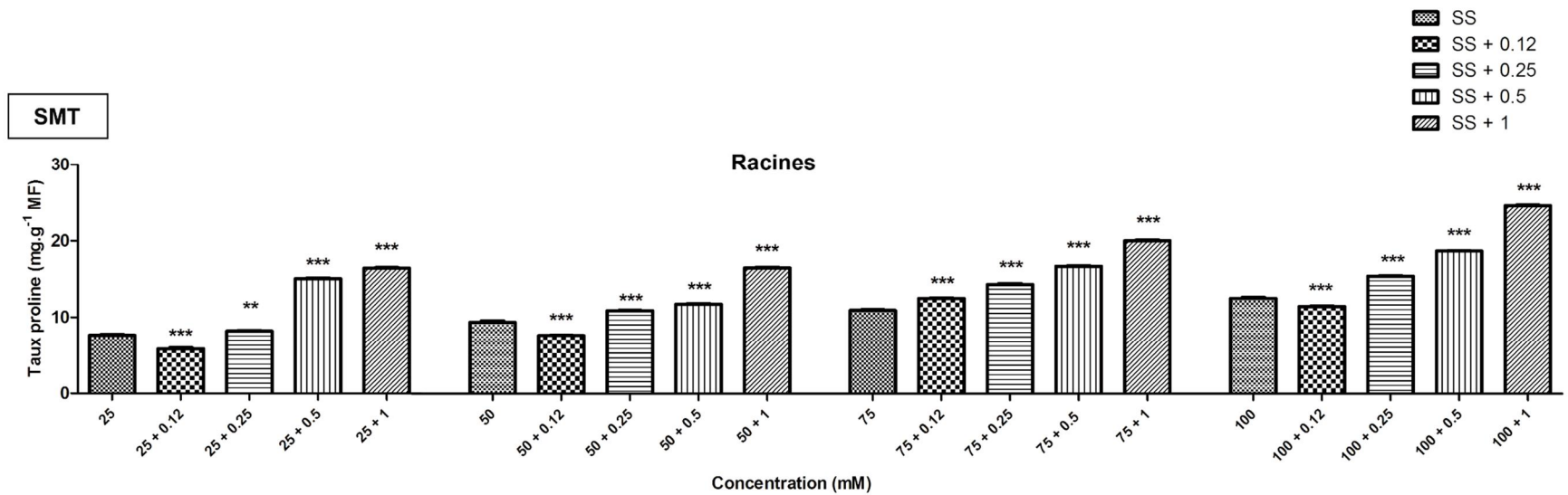


Figure 62. Effet de Zinc sur les concentrations de proline dans les racines de la variété *Sémito* soumise au stress salin

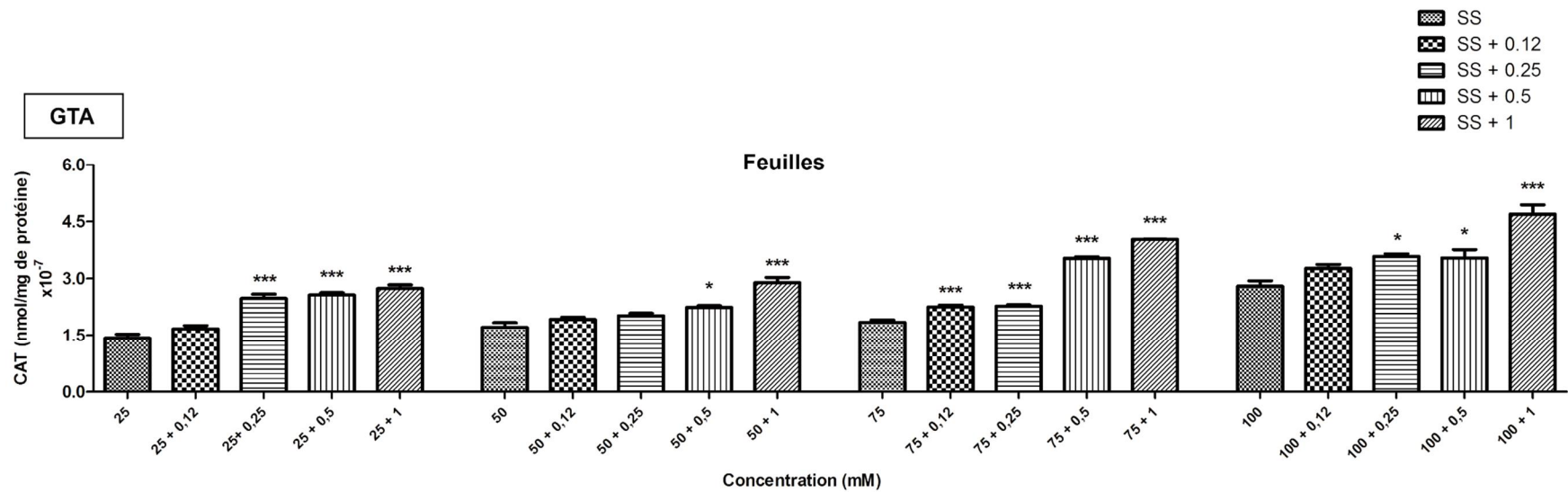


Figure 65. Effet de Zinc sur l'activité de catalase dans les feuilles de la variété *GTA dur* soumise au stress salin

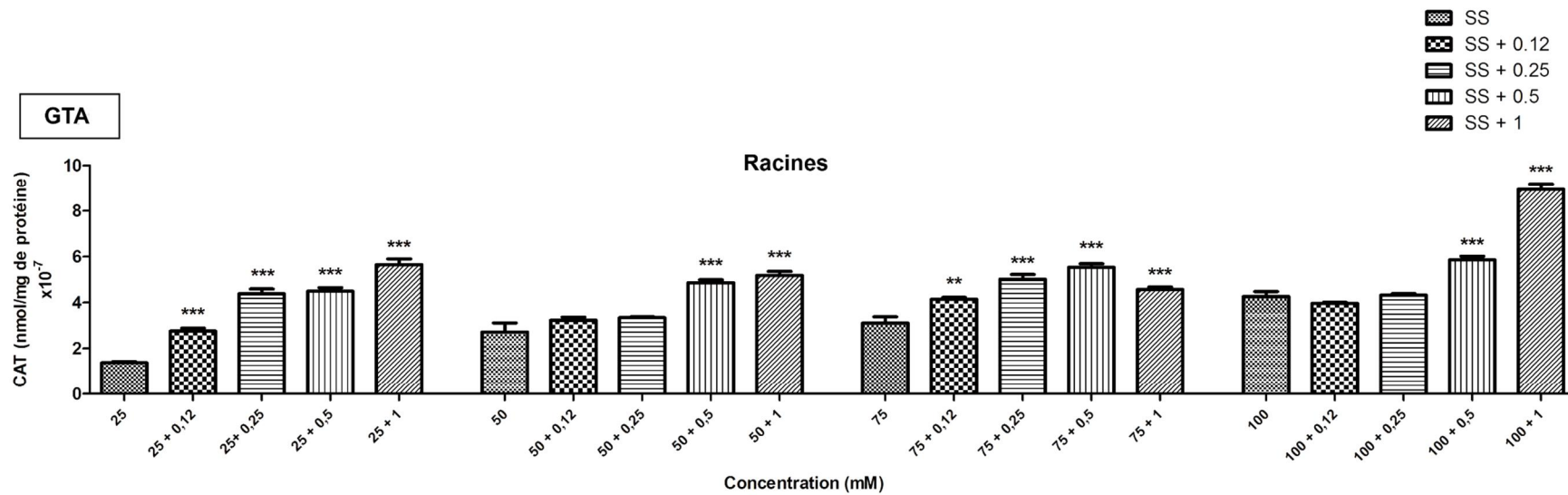


Figure 64. Effet de Zinc sur l'activité de catalase dans les racines de la variété *GTA dur* soumise au stress salin

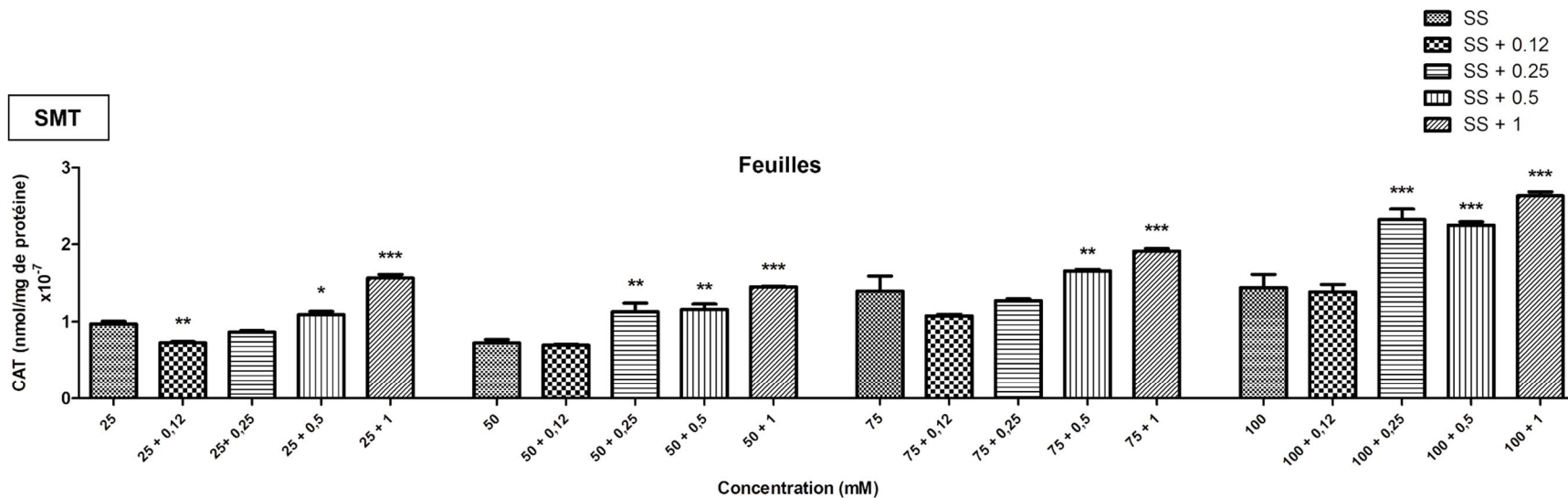


Figure 67. Effet de Zinc sur l'activité de catalase dans les feuilles de la variété *Sémito* soumise au stress salin

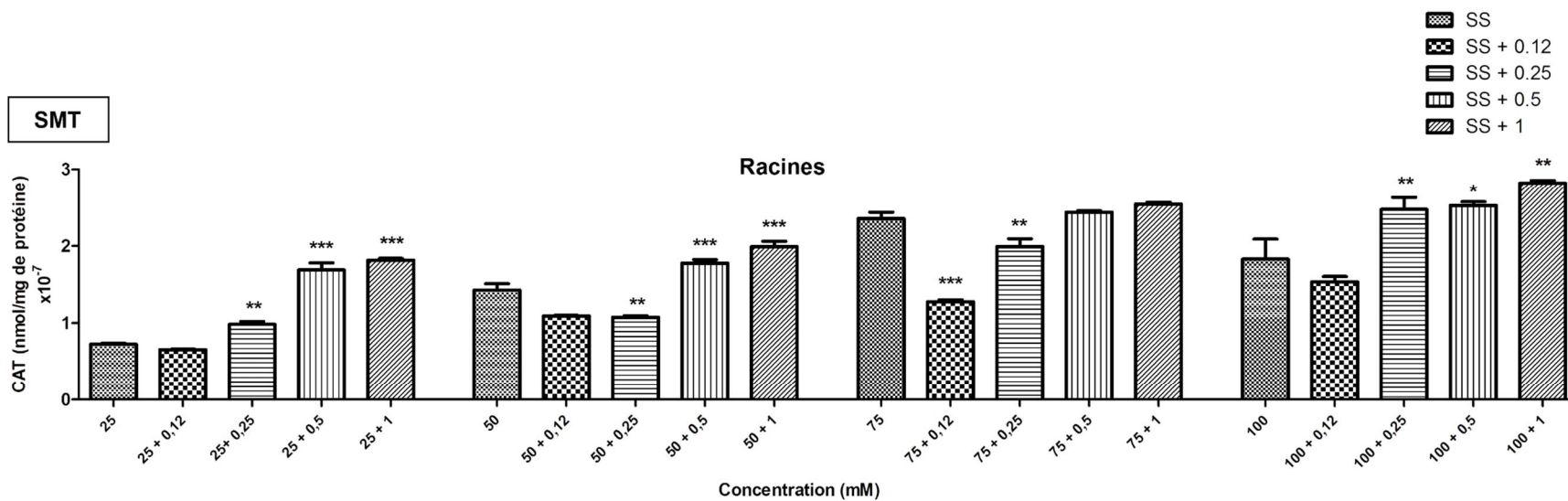


Figure 66. Effet de Zinc sur l'activité de catalase dans les racines de la variété *Sémito* soumise au stress salin

1.2.3.2 Effet de l'addition du Zinc au stress salin sur l'activité ascorbate peroxydase (APX)

L'influence de l'addition du Zinc sur l'activité ascorbate peroxydase au niveau des feuilles et des racines des plantes de blé dur soumises au stress salin est mise en évidence dans les (**Figure 68, Figure 69, Figure 70, Figure 71**). L'analyse de la variance a seul critère de classification, montre une augmentation très hautement significative dans les feuilles de la variété *GTA dur* avec toutes les doses de traitement.

L'exposition des plantes de blé dur aux fortes concentrations de NaCl ou de Zinc provoque une augmentation des concentrations de l'ascorbate peroxydase au niveau des feuilles et des racines par rapport au témoin. Nous constatons également selon nos résultats, que l'interaction des deux concentrations dans les solutions nutritives induit une forte stimulation de l'activité ascorbate peroxydase.

Le traitement avec la dose 25 mM NaCl enregistre une valeur d'activité enzymatique de $2,451.10^{-6}$ qui passe à $3,247.10^{-6}$ (nmol/min/mg protéines), $3,393.10^{-6}$ (nmol/min/mg protéines), $4,912.10^{-6}$ (nmol/min/mg protéines), $5,176.10^{-6}$ (nmol/min/mg protéines) et de $1,322.10^{-6}$ (nmol/min/mg protéines) à $1,578.10^{-6}$ (nmol/min/mg protéines), $1,767.10^{-6}$ (nmol/min/mg protéines), $4,474.10^{-6}$ (nmol/min/mg protéines), $7,660.10^{-6}$ (nmol/min/mg protéines) avec l'ajout de 0.12, 0.25, 0.5 et 1 mM ZnSO₄ chez la variété *GTA dur* et *Semito* respectivement.

Les racines semblent être plus affectées. L'activité enzymatique APX enregistré avec le traitement au NaCl seul enregistre $3,468.10^{-6}$ (nmol/min/mg protéines), $2,958.10^{-6}$ (nmol/min/mg protéines), $7,195.10^{-6}$ (nmol/min/mg protéines), $8,554.10^{-6}$ (nmol/min/mg protéines) pour atteindre $1,361.10^{-5}$ (nmol/min/mg protéines), $1,646.10^{-5}$ (nmol/min/mg protéines), $1,777.10^{-5}$ (nmol/min/mg protéines), $1,939.10^{-5}$ (nmol/min/mg protéines) et de $1,438.10^{-6}$ (nmol/min/mg protéines), $1,776.10^{-6}$ (nmol/min/mg protéines), $3,397.10^{-6}$ (nmol/min/mg protéines), $5,380.10^{-6}$ (nmol/min/mg protéines) à $8,633.10^{-6}$ (nmol/min/mg protéines), $8,776.10^{-6}$ (nmol/min/mg protéines), $1,096.10^{-5}$ (nmol/min/mg protéines), $1,141.10^{-5}$ (nmol/min/mg protéines) avec la plus forte dose de Zinc (1 mM) chez la variété *GTA dur* et *Semito* respectivement.

1.2.3.3 Effet de l'addition du Zinc au stress salin sur l'activité gaïacol peroxydase (GPX)

L'influence de l'addition du Zinc sur l'activité gaïacol peroxydase au niveau des feuilles et des racines des plantes de blé dur soumises au stress salin est mise en évidence dans les figures (**Figure 72, Figure 73, Figure 74, Figure 75**). L'analyse de la variance a seul critère de classification, montre une augmentation très hautement significative dans les feuilles de la variété *GTA dur* avec toutes les doses de traitement.

D'après nos résultats, nous observons une augmentation des concentrations du gaïacol peroxydase au niveau des feuilles et des racines des plantes de blé dur traitées

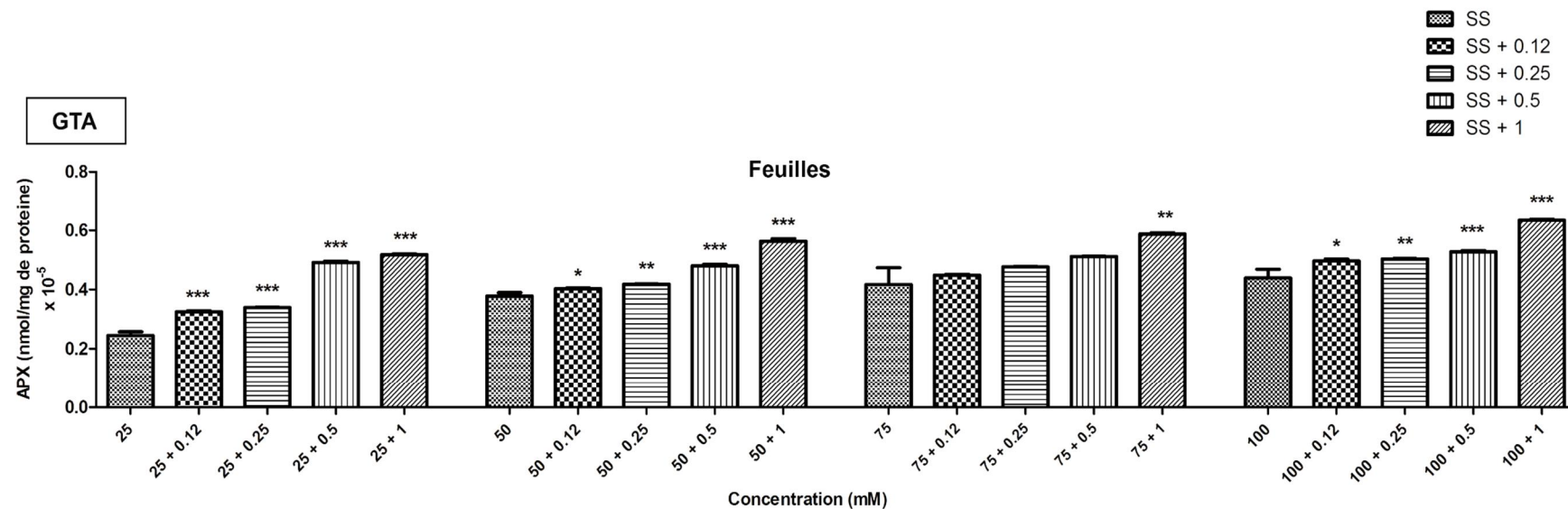


Figure 68. Effet de Zinc sur l'activité de l'ascorbate peroxydase (APX) dans les feuilles de la variété *GTA dur* soumise au stress salin

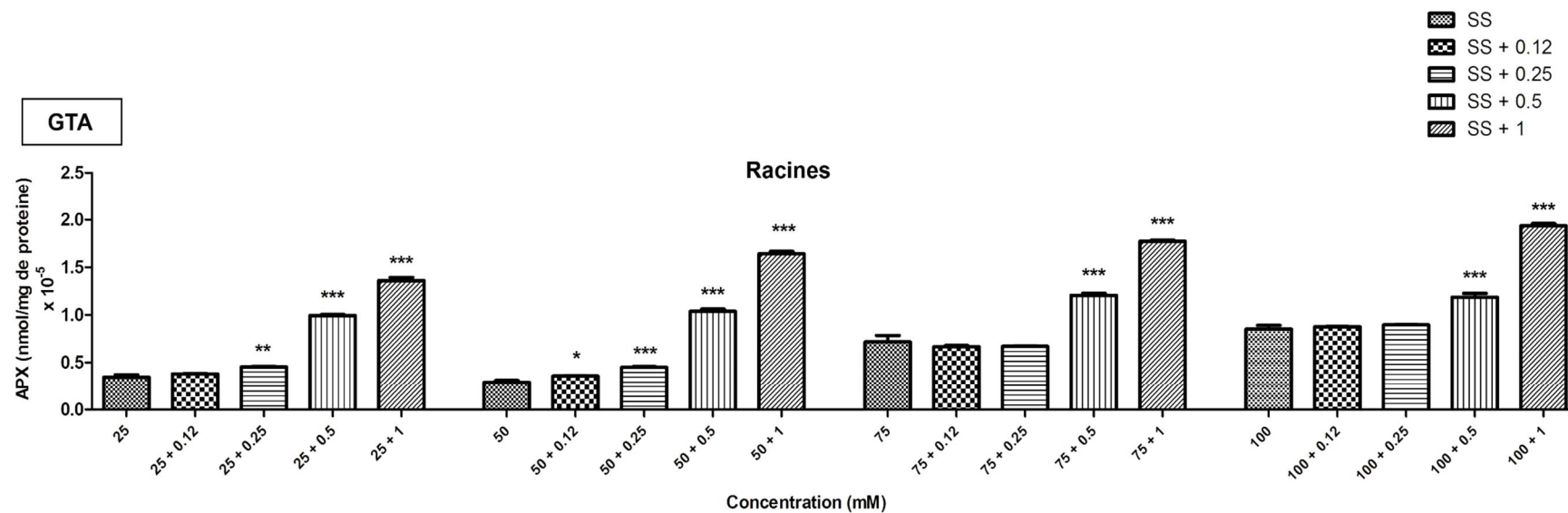


Figure 69. Effet du Zinc sur l'activité de l'ascorbate peroxydase (APX) dans les racines de la variété *GTA dur* soumise au stress salin

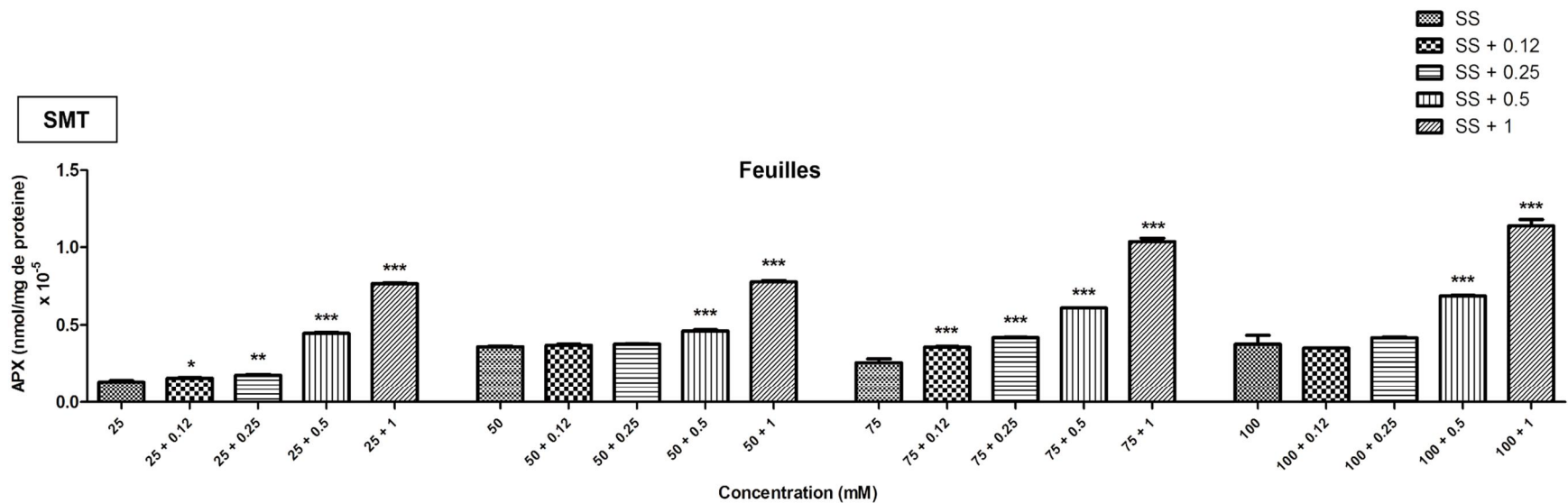


Figure 70. Effet de Zinc sur l'activité de l'ascorbate peroxydase (APX) dans les feuilles de la variété *Sémito* soumise au stress salin

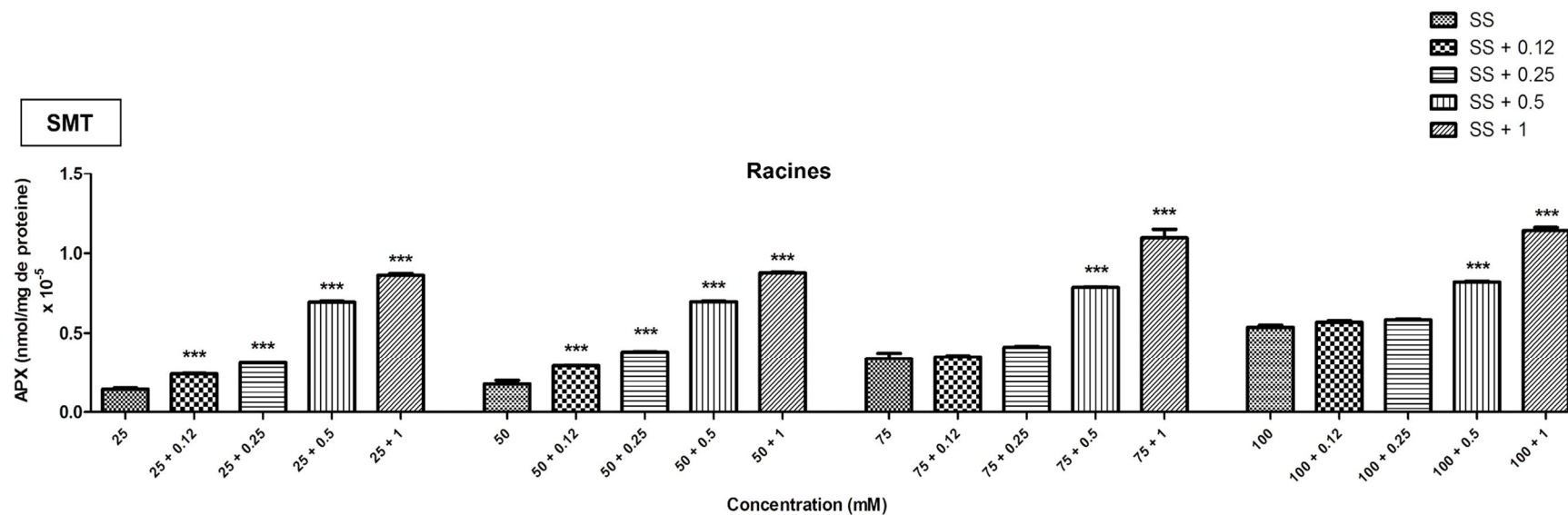


Figure 71. Effet du Zinc sur l'activité de l'ascorbate peroxydase (APX) dans les racines de la variété *Sémito* soumise au stress salin

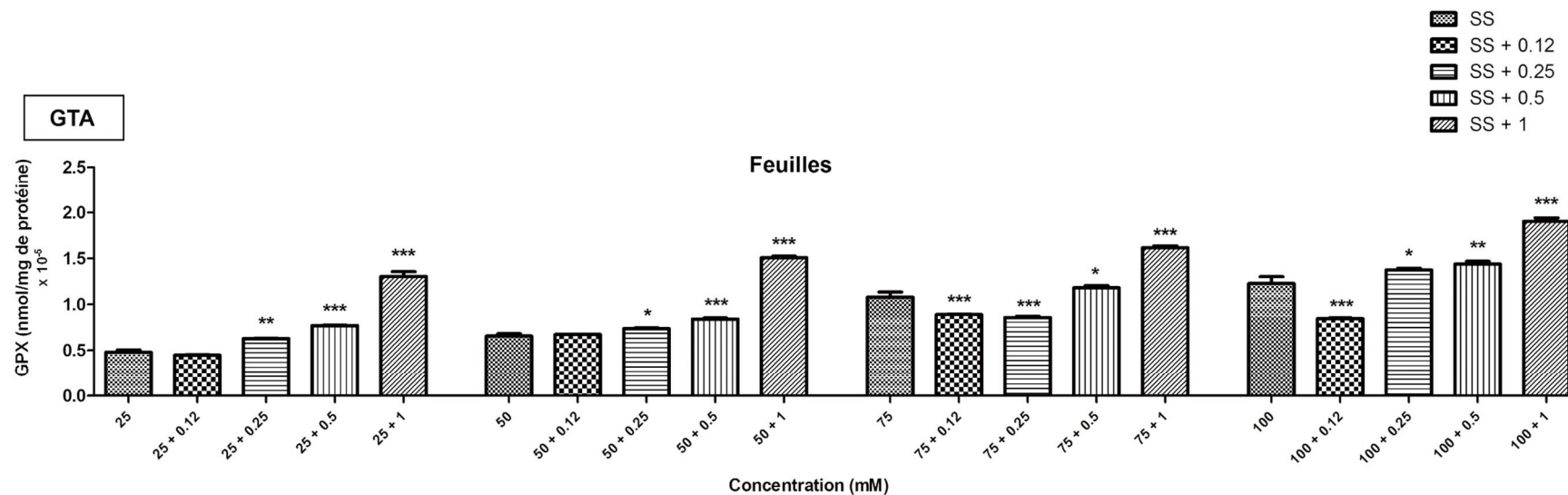


Figure 72. Effet du Zinc sur l'activité de gaïcol peroxydase (GPX) dans les feuilles de la variété *GTA dur* soumise au stress salin

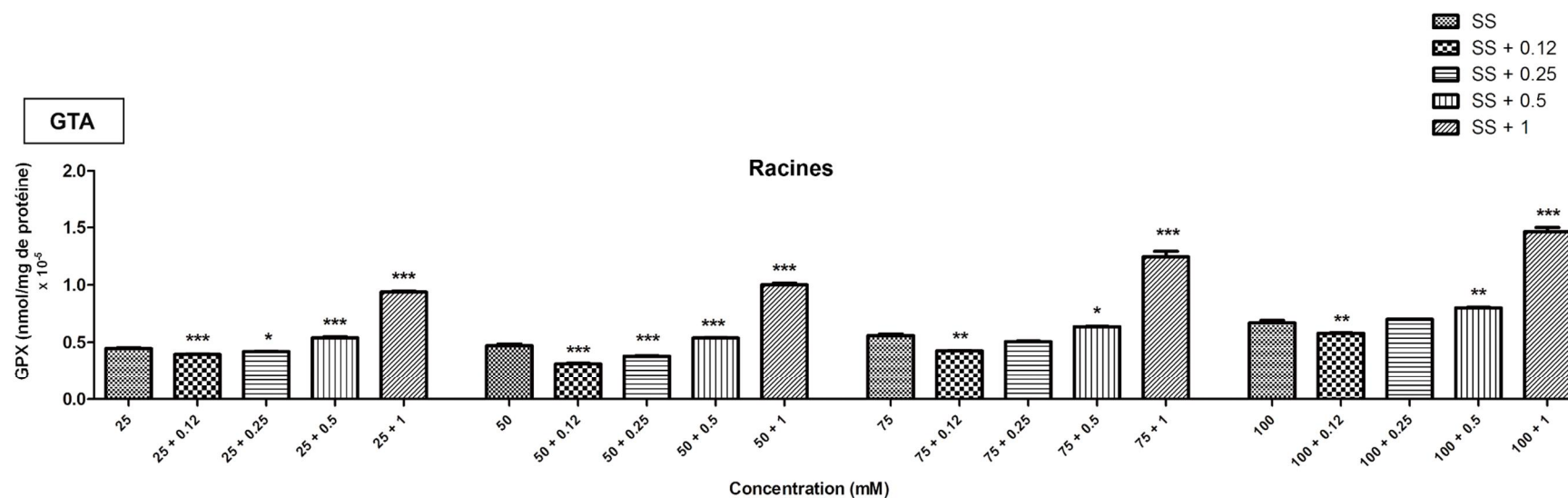


Figure 73. Effet du Zinc sur l'activité de gaïcol peroxydase (GPX) dans les racines de la variété *GTA dur* soumise au stress salin

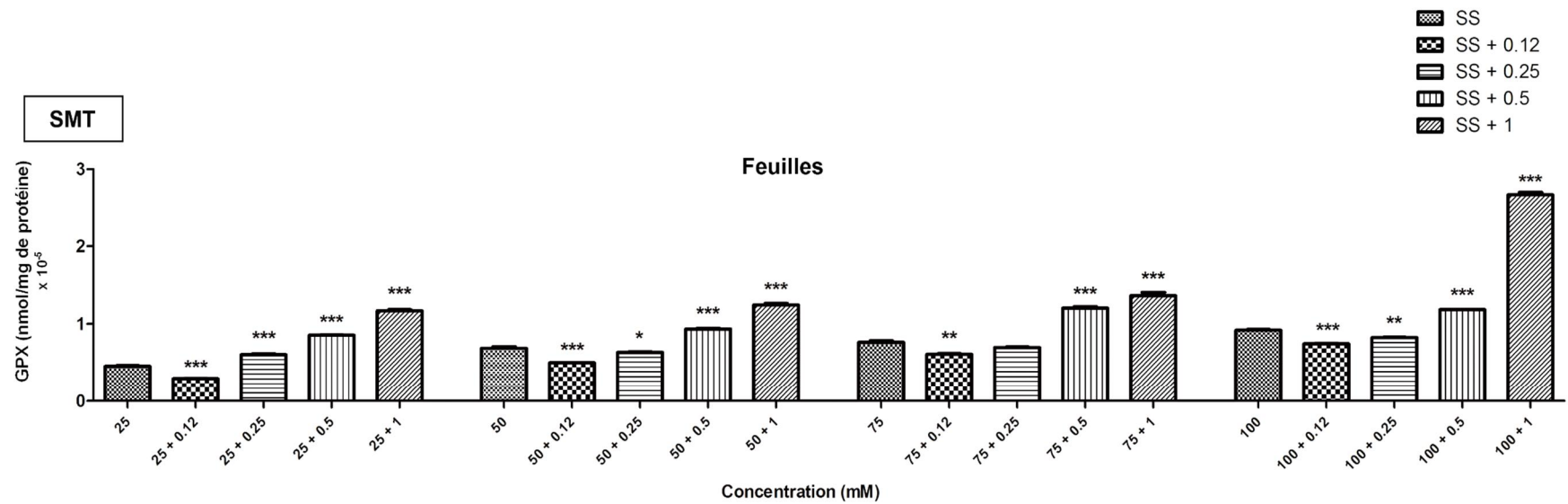


Figure 74. Effet du Zinc sur l'activité de gaïcol peroxydase (GPX) dans les feuilles de la variété *Sémito* soumise au stress salin

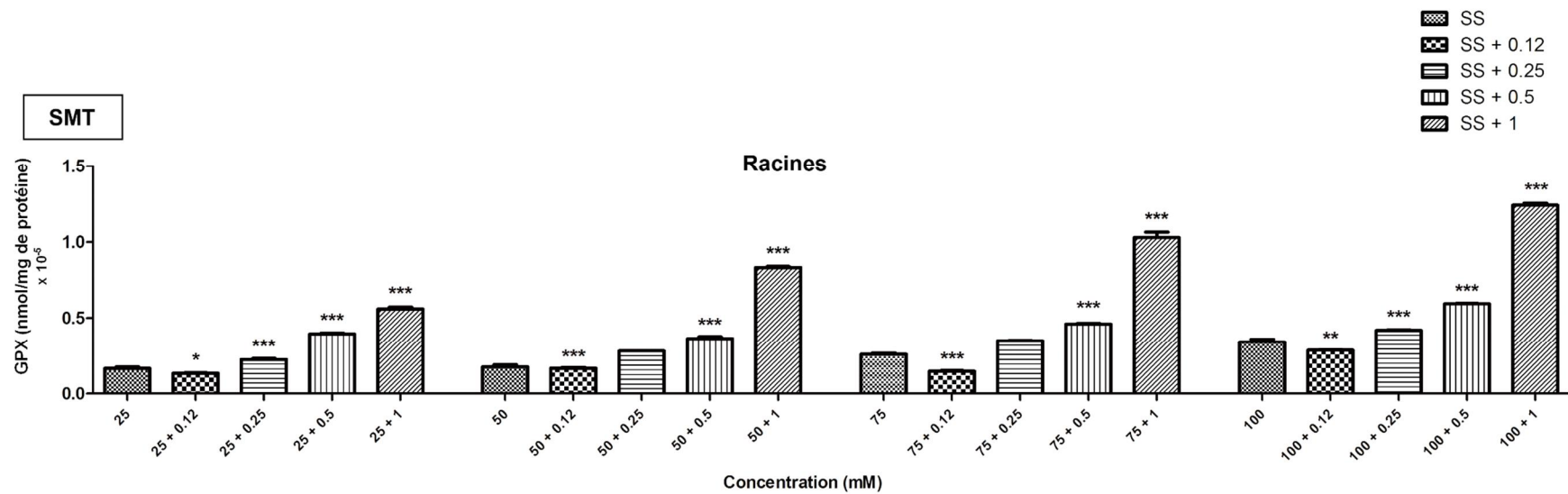


Figure 75. Effet du Zinc sur l'activité de gaïcol peroxydase (GPX) dans les racines de la variété *Sémito* soumise au stress salin

avec les fortes concentrations de stress salin (75 et 100 mM) avec le Zinc (0,5 et 1 mM), mais avec les faibles doses de Zinc (0,12 et 0,25 mM) on remarque une valeur plus au moins basse par rapport à celui enregistré chez les plantules traitées au stress salin seul, chez les deux variétés de blé dur. On enregistre une valeur de l'activité gâicol de $1,081 \cdot 10^{-5}$ avec la dose 50 mM NaCl dans les feuilles de la variété *GTA dur*, qui atteint $8,898 \cdot 10^{-6}$ (nmol/min/mg protéines) et $8,594 \cdot 10^{-6}$ (nmol/min/mg protéines) avec l'addition des doses 0,12 et 0,25 mM ZnSO₄ pour augmenter jusqu'à $1,619 \cdot 10^{-5}$ avec l'addition de la plus forte dose de Zinc (1 mM).

Dans les racines, on remarque que l'ajout de 0,12 mM de Zinc, enregistre une valeur de l'activité gâicol moins que celui enregistré avec le traitement au stress salin seul. Elle passe de $4,479 \cdot 10^{-6}$ (nmol/min/mg protéines), $4,719 \cdot 10^{-6}$ (nmol/min/mg protéines), $5,611 \cdot 10^{-6}$ (nmol/min/mg protéines) et $6,705 \cdot 10^{-6}$ (nmol/min/mg protéines) pour atteindre, $3,957 \cdot 10^{-6}$ (nmol/min/mg protéines), $3,124 \cdot 10^{-6}$ (nmol/min/mg protéines), $4,268 \cdot 10^{-6}$ (nmol/min/mg protéines) et $5,808 \cdot 10^{-6}$ (nmol/min/mg protéines) avec les doses 25, 50, 75 et 100 mM NaCl respectivement.

1.2.4 Électrophysiologie

- **Mesure de potentiel membranaire des cellules corticales de la racine de blé dur**

Lorsqu'on enfonce la microélectrode dans la racine, le spot de l'écran dévie soudainement vers le bas. Le potentiel moyen enregistré par l'électrode intracellulaire dans cette solution est de $-126 \pm 2,0$ mV. Cette différence de potentiel enregistrée au moment de l'enfoncement de la microélectrode est appelée potentiel membranaire de repos. Elle est enregistrée entre les deux milieux puisque par convention le potentiel à l'extérieur de la membrane est égal à 0. Cela a permis de constater que l'intérieur de la racine est polarisé négativement par rapport à l'extérieur, polarisée positivement.

L'ajout de la solution NaCl dans le milieu induit un changement de la concentration externe de Na⁺ dans les solutions, de 0 à 50 mM, cette brusque inversion entraîne ce que l'on appelle une dépolarisation de la membrane, croissantes avec l'augmentation de la concentration de Na⁺. Les valeurs moyennes de dépolarisations sont comprises entre 53.89 ± 2 mV (pour un changement de concentration de Na⁺ de 0 à 50 mM). L'amplitude de la dépolarisation montre un début de saturation lorsque la concentration externe de Na⁺ augmente jusqu'à 50 mM.

L'induction de Zinc sous forme ZnSO₄ dans le milieu qui contient 50 mM NaCl, provoque une dépolarisation de valeur moyenne de -64.66 ± 3 mV (pour un changement de concentration de Na⁺ de 0 à 50 mM avec 0.1 mM Zn⁺²) (**Figure 76**).

L'augmentation de la dépolarisation lors d'ajouts de Zinc à 0.1 mM de Zn⁺² s'interprète le plus logiquement comme une augmentation des influx de sodium à haute affinité dans la racine de blé dur.

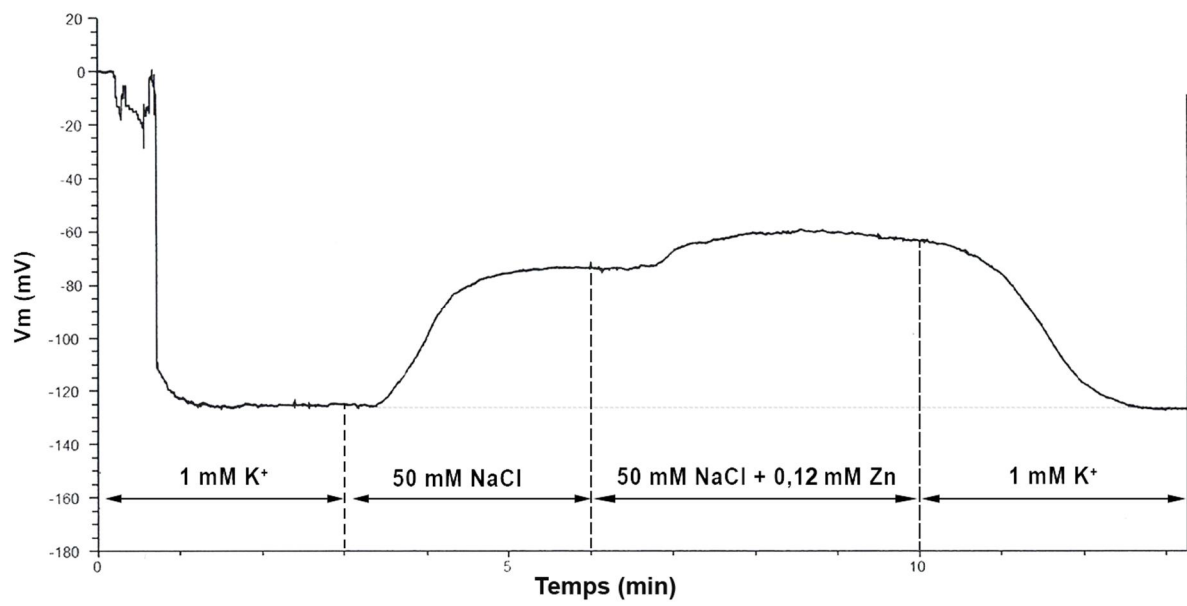


Figure 76. Potentiel membranaire de la racine de blé dur

2 Discussion

Les stress abiotiques se traduisent par des changements morphologiques, physiologiques, biochimiques et moléculaires qui affectent négativement la croissance de la plante et sa productivité (Ben nacer et *al.*, 2001 ; Wang et *al.*, 2001).

En premier lieu, nous avons étudié les réponses de deux variétés de blé dur (*Triticum durum*) *Semito* et *GTA dur* soumises au stress oxydant induit par le stress salin. Pour cela nous avons évalué différents paramètres (morphologiques, biochimiques et enzymatiques) au niveau des feuilles et des racines.

La germination est un événement critique pour le succès de l'établissement du cycle de vie des plantes ; elle prédétermine largement les chances de survie des plantules jusqu'à la maturité (Chauhan et *al.*, 2009). La réponse des graines à la salinité pourrait être un indicateur de tolérance des plantes au sel pour les stades ultérieurs du développement (Misra, 2004).

Nos résultats montrent clairement que les graines des deux génotypes de blé dur (*Triticum durum*) germent mieux en absence du sel ou dans un milieu à faible concentration de NaCl. Ces résultats sont en accord avec ceux de Haouari et *al.*, (2013), qui concluent que les graines de blé sous stress salin connaissent une réduction de la teneur en eau en augmentant la concentration en sel ce qui induit l'inhibition de la germination des graines.

Certaines études ont montré que l'augmentation de la concentration des sels retarde la germination (Askri et *al.*, 2007), et réduit le pourcentage final de germination (Othman et *al.*, 2006 ; Askri et *al.*, 2007 ; Bouda, 2011 ; Yousofinia et *al.*, 2012 ; Mrani Alaoui et *al.*, 2013 ; El Goumi, 2014 ; Ndiaye et *al.*, 2014 ; Djerah, 2015). Cette diminution est due selon Othman et *al.*, (2006), à la réduction de l'utilisation des réserves des grains. Hadas (2004), montre que le sel empêche l'imbibition de la graine en ralentissant le mouvement de l'eau. Boukraà et *al.*, (2013), indiquent que le sel réduit le taux de germination des graines de pois chiche. De nombreuses études portant sur la germination dans des conditions de stress salin indiquent que les graines de la plupart des espèces végétales atteignent un niveau maximal de germination dans l'eau distillée (Bouda, 2011 ; Alatar, 2011).

Pour cette raison on peut conclure, que l'effet de sel sur la germination des grains de blé dur est basé en majorité sur l'effet osmotique car celui-ci abaisse le potentiel osmotique du milieu de germination (à cause de la concentration élevée en sel). En effet, avec les doses élevées en sel, la proportion d'osmoticums pénétrant les structures de germination n'est pas suffisante à assurer l'imbibition de la graine en conditions de très faibles potentiel osmotique du milieu (Bouda, 2011). Ce faible potentiel externe entraîne une inhibition de l'activité enzymatique des graines et retarde la sortie et le développement de la radicule et par conséquent la germination (Gill et *al.*, 2003). L'accumulation des sels notamment le NaCl entraîne une toxicité des tissus et celle-ci empêche la

sortie de radicule indispensable pour l'approvisionnement en eau nécessaire à la croissance (Marambe, 1995). Mais on peut dire qu'au moins une partie des effets de stress salin a été occasionné par la toxicité ionique. Redmann (1974) rend l'effet de la salinité sur la germination seulement sous l'effet de la toxicité ionique sans prendre en considération l'effet osmotique. Dans des conditions salines, la compétition et l'interaction entre ions provoquent le déséquilibre nutritionnel. Les ions Na^+ réduisent la disponibilité en ions Ca^{+2} et K^+ ainsi que leur transport aux différentes parties de la plante, ce qui affecte la structure et la composition des organes végétatifs et reproductifs (Cerdà, 1988). La présence du NaCl autour des graines entraîne la dégradation de certaines protéines spécifiques impliquées dans la germination et la croissance des racines et des tiges (Khan, 2003).

Pour le taux de germination plusieurs auteurs comme (Mallek, 1998 ; Johanna, 2006) ont utilisé ce paramètre comme critère de la sélection pour la résistance à la salinité puisque la variété tolérante donne un taux raisonnable de germination dans les concentrations élevées. À l'étape finale de germination, l'inaptitude des graines à germer semble signifier qu'avec l'augmentation de la concentration en sel, l'effet de toxicité domine, suite à l'accumulation du Na^+ dans l'embryon (Guerrier, 1983), installant une inhibition osmotique (Bliss et *al.*, 1986). Cette toxicité serait influencée directement par le Na^+ (El-neimi et *al.*, 1992) ou consécutive à une carence minérale comme K^+ (Guerrier, 1984) et au caractère hormonal de l'inhibition (Ackerson, 1984) par exemple l'acide abscissique se métabolise sous l'action de Na^+ , a une propriété identique à celle du NaCl. Cet ABA inhibe notamment la synthèse des enzymes (ou d'acide nucléiques) spécifiques de la germination (Black, 1983), limite l'absorption d'eau et contrôle la régulation de la pression osmotique cellulaire (Lepage-Degivry, 1988).

Selon Botia et *al.* (1998), le sel retarde la germination, ce retard serait dû à l'altération des hormones et des enzymes de la graine. L'enzyme la plus impliquée dans le processus de germination des plantes est l' α -amylase, elle est inhibée par le stress salin en altérant sa structure (Saboury, 2000). Chez *Abelmoschus esculents* L., par exemple, le pourcentage final de germination est réduit par 20% en présence de fortes concentrations salines (Ben Dkhil, 2010). La diminution de germination serait liée à la salinité en induisant un déséquilibre des processus métaboliques aboutissant à la formation des composés phénoliques (Ayaz et *al.*, 2000).

Ces remaniements ioniques et hormonaux présument que l'embryon à l'état de quiescence, exprime une incapacité à déclencher des fonctions métaboliques en présence des hautes concentrations en sels pour utiliser les produits de dégradation venant des réserves de l'albumen. Ces métabolites, en priorité des composés glucidiques (Bourdu, 1983) et azotes fonctionneraient comme des régulateurs osmotiques potentiels lors d'un stress salin (Kayani et *al.*, 1990 ; Chunhui Wu et *al.*, 2011). Ce fonctionnement marquant les premières manifestations embryonnaires, suite

à une entrée d'eau, impliquerait le passage d'un développement embryonnaire à celui germinatif et le contrôle des mécanismes cellulaires et membranaires mis en jeu dans la germination (Missra et al, 1984).

La relation de la germination avec la salinité reste un phénomène toutefois fort complexe, hormis la caractérisation que nous venons d'établir à partir des quelques paramètres classiques, en raison de l'intervention possible d'autres facteurs telle qu'une dormance embryonnaire (Mairon, 1987 ; Attia, 2007), renforcée par la présence des sels, qui n'est d'ailleurs pas à exclure.

Les premiers résultats sur la germination ne suffisent pas à concevoir une hiérarchie de comportement du matériel végétal étudié vis-à-vis de la salinité. La tolérance au stress salin demeure la résultante de nombreux mécanismes adaptatifs fonctionnels durant la vie de la plante. Il est reconnu par certains auteurs que cette tolérance change avec le stade. Pour Chunhui Wu et al., (2011) elle varie dans le même sens pendant la germination et la croissance de la plante mais (Guerrier, 1983 ; Gholamin, 2011) trouve que la sensibilité des végétaux comme le pois et l'haricot à la salinité est plus grande pendant la phase de développement, et devient plus faible lors de la germination à forte teneurs en sels, par contre pour Scikh (1986) et Johanna (2006), la tolérance est plus grande durant la phase adulte.

Pour s'adapter au stress salin, la plante peut éviter les dommages par la réduction de la croissance (Yeo, 1983 ; Zhu, 2002 ; Benmahioul et al, 2009), 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 combattre le stress avant que le déséquilibre entre l'intérieur et l'extérieur de l'organisme n'augmente jusqu'à un seuil où les dommages seront irréversibles. La croissance est inversement corrélée à la résistance au stress salin d'une espèce / variété (Bois, 2005).

Certains chercheurs ont noté que la réduction de la croissance, sous l'effet du stress salin, peut avoir lieu sans signes de toxicité (Levy, 199 ; Walker et al. 1982) quant à eux, suggèrent que la diminution de la croissance (exprimée par la capacité photosynthétique) pourrait être en relation avec une perte de turgescence. Chez *Citrus aurantium*, cette diminution serait principalement due à l'effet osmotique de la salinité (Ruiz et al., 1999 ; Roy et al., 2004). Par contre, d'autres études ont montré que la diminution de la turgescence n'est pas la cause de la réduction de la croissance (Fernandez-Ballester et al., 1998 ; Gaufichonet et al., 2010). On peut exclure que l'effet inhibiteur de NaCl sur leur croissance est basé seulement sur la perturbation de leur alimentation en eau mais celle - ci reste l'une des principales causes de la diminution de croissance.

Selon les résultats de plusieurs recherches (Elmouhacen, 2006 ; Fernandez- Ballester et al., 1998 ; Gaufichonet et al., 2010 ; Choukri et al., 2011) qui sont réalisées au niveau du stress salin

sur la croissance végétale on peut citer les principaux effets inhibiteurs de NaCl dans les points suivant :

- La sécheresse physiologique sous l'effet du stress salin (l'absorption insuffisante de l'eau sous l'effet de la concentration élevée en sel qui assure une diminution du potentiel hydrique du sol et à l'autre cote l'augmentation de la transpiration).

- Stress ionique ou toxicité ionique sous l'effet de l'accumulation de certains ions non organique comme Na⁺ et Cl⁻ (Turan et *al.*, 2007; Taffouo et *al.*, 2010).

- Le déséquilibre ionique, ou la déficience de la nutrition minérale dans le tissu de la plante. Inhibition de l'élongation cellulaire notamment les cellules apicales (Munns et *al.*, 1982).

Dans notre travail, Le stress salin s'il influe sur la croissance en longueur des parties aériennes de *Semito* et *GTA dur*, il influe aussi sur leurs parties souterraines. La diminution de la longueur des racines est plus remarquable pour la variété *GTA* par rapport à la variété *Semito* même avec le traitement à la plus faible dose de traitement.

La racine et l'augmentation de la pousse sont réduites abruptement chez les plantes sensibles au sel et cet effet ne parait pas dépendre de la concentration des ions dans les tissus en croissance, mais c'est plutôt une réponse à l'osmolarité de la solution externe (Munns, 2002).

La caractérisation du statut hydrique d'une plante pourrait passer par la seule évaluation de la teneur relative en eau. Clarke et Mc Craig, (1982) attirent l'attention sur l'utilisation de la teneur relative en eau comme indicateur de l'état hydrique de la plante sous stress. Scofield et *al.*, (1988) notent que la teneur en eau diminue lorsque le stress augmente, mais elle diminue plus vite chez les variétés sensibles que chez les variétés résistantes. La TRE en plus de sa relation avec le volume cellulaire reflète plus précisément la balance entre l'eau disponible dans la feuille et le taux de transpiration, le potentiel osmotique et de turgescence (Nouri, 2002).

El Hakimi et *al.*, (1995) montrent que cette caractéristique présente un coefficient d'héritabilité élevé et qu'elle se fixe rapidement chez les lignées en ségrégation d'un croisement donné. Ainsi, les variétés tolérantes au stress, sont celles qui sont capables de perdre le moins d'eau par unité de temps et unité de surface, sous stress. Ceci indique que la plante utilise divers mécanismes pour résister au stress salin ce résultat est en accord avec les résultats de (Bissati et *al.*, 2011).

La présence de stomates, ensemble de cellules épidermiques spécialisées délimitant un poreostiole mettant en relation le milieu interne d'un organe végétal et l'atmosphère environnante, est une adaptation à la vie terrestre des végétaux supérieurs permettant la régulation des échanges gazeux de CO₂ et de vapeur d'eau. Actuellement les mécanismes mis en œuvre à l'échelle des cellules stomatiques pour contrôler l'ouverture des stomates sont bien établis. L'ouverture et la fermeture des stomates dépendent de la différence de pression de turgescence

entre les cellules de garde et les cellules voisines (Franks et *al.*, 1998 ; Franks et *al.*, 2001 ; Bissati et *al.*, 2011). Les facteurs environnementaux qui induisent cette réponse et la façon dont les cellules stomatiques perçoivent ces signaux restent mal connus (Franks, 2003).

L'observation des contenus chlorophylliens (a), (b), et caroténoïdes, montre que toutes les variétés ont été affectées d'une manière négative par stress salin. En effet, la plus forte dose appliquée (100 mM) de NaCl (stress sévère) a réduit le contenu en chlorophylle (a), chez les deux variétés étudiées. Signalons en outre, que cette même concentration a induit une chute plus prononcée chez la variété *GTA dur*. Concernant la chlorophylle (b) et les pigments caroténoïdes, on a noté également un effet identique, c'est-à-dire, diminution des contenus chez toutes les variétés traitées avec les solutions salines, précisément chez la variété *Semito*. Ces résultats sont en accord avec d'autres travaux déjà réalisés par El Ikhlil, (2001), Cheikh M'hamed, (2008) et Tahri, (1998). L'explication plausible de la réduction des pigments photorécepteurs, notamment chlorophylle (a), (b) et caroténoïdes est donnée par Tewari, (1991), comme étant une sensibilité des végétaux au sel (NaCl) pendant une étape de la biosynthèse de la chlorophylle ; signalons par ailleurs, que la chlorophylle (b) a été moins affectée que la chlorophylle (a). Dans le même ordre d'idées, le stress salin ou l'irrigation des plantes par des eaux salines provoque une altération du processus photosynthétique. La photosynthèse est nettement réduite par la fermeture des stomates et éventuellement la diminution de la conductance du mesophylle foliaire, causée par la perte de turgescence et la dégradation des membranes cellulaires. Ce qui entraîne un frein à la diffusion du CO₂ dans les feuilles, ou encore la toxicité de certains ions du sel (Na⁺, Cl⁻) qui engendrait une sénescence avancée des tissus, et aussi la baisse de l'activité enzymatique causée par le changement de la conformation de la structure des enzymes (Iyengar, 1996).

Les teneurs en caroténoïdes chutent en présence de NaCl (2,73 et 6,88 fois chez *GTA dur* et *Semito* respectivement). Ces derniers sont impliqués dans la protection du système photosynthétique vis-à-vis de l'endommagement oxydatif causé par la salinité (Gadalla, 2009). La réduction de caroténoïdes aurait un effet dans la diminution des teneurs en chlorophylles a, b et totale. *S. vermiculata* et *Streptomyces* améliorent les concentrations en caroténoïdes, suite à l'induction probable de certaines enzymes impliquées dans leur synthèse.

L'évolution de la teneur en protéines dans la partie aérienne chez les deux variétés a connu une réponse variable au sein des plantules des deux variétés, si *Semito* affiche une réduction non significative en fonction de l'intensité du stress après 3 jours de traitement, on assiste cependant à une diminution très hautement significative des protéines chez *GTA dur*. La réduction de la teneur en protéines solubles sous l'effet du stress salin est signalée par plusieurs auteurs parmi lesquels André (2004), dans leurs travaux sur le sorgho ; Khosravinejad et *al.*, (2009), dans leurs travaux sur deux variétés d'ogre (Afzal et EMB2-12) ; Amini (2007), dans leurs travaux sur la variété de

tomate (Shirazy). Ces auteurs rapportent que la salinité induit la diminution de certaines protéines solubles et que cette variation de la teneur en protéines ne confère pas forcément à la plante une tolérance au stress salin.

La diminution de la teneur foliaire en protéines solubles sous stress salin serait en partie due à l'effet inhibiteur de NaCl sur la nodulation et sur la fixation symbiotique de l'azote (Del Río and *al.*, 2006). Plusieurs auteurs rapportent que l'altération de la diffusion intra-nodulaire de l'oxygène (Dynowski and *al.*, 2008) et l'inhibition de l'activité enzymatique de la glutamine synthétase (GS) et la glutamate synthase dépendante de NADH (NADH-GOGAT) (Joo and *al.*, 2001 ; Del Río and *al.*, 2006 ; Armada and *al.*, 2014) sous la contrainte saline sont parmi les facteurs limitant la biosynthèse protéique.

Les Sucres totaux solubles ont aussi connus une augmentation de la concentration en repense au stress salin. Les deux variétés ont confronté le stress salin par une forte accumulation de sucres solubles foliaire par rapport à celui des racines. Cette accumulation plus forte chez *GTA dur*, la confère une relative performance par rapport à *Semito* cette différence d'un génotype à l'autre selon leur réaction vis-à-vis la salinité ce résultat sont en accord avec les résultats de (Zerrad et *al.*, 2006) et (Ottow et *al.*, 2005). Plusieurs auteurs comme Ashraf (1995), avaient montré que les sucres solubles s'accumulent chez des variétés de tournesol qui diffèrent selon leur degré de tolérance à la salinité, mais également ils ont constaté que les variétés tolérantes accumulent des proportions plus importantes de sucres que celles des variétés sensibles.

Les sucres sont considérés par plusieurs auteurs comme de bons osmoregulateurs (Kameli ,1995 ; Sanchez et *al.*, 1998) qui peuvent jouer un rôle important dans l'ajustement osmotique et l'adaptation des plantes au stress osmotique (Morgan,1984 ; Zhang et *al.*, 1999 ; Gamal et *al.*, 2012).

En effet les sucres, même s'ils représentent des osmotocums beaucoup moins puissant, ils participent eux également au maintien de la balance de la force osmotique pour garder la turgescence et le volume cytosolique aussi élevés que possible (Cherif et *al.*, 2001), et permettent également une préservation de l'intégrité membranaire dans les organes stressés ainsi que une protection des protéines (Darbyshir, 1974 ; Ge and *al.*, 2012).

Il est possible que ces modifications dans les teneurs en sucres, induites par le sel, constituent un test commode de prédiction de la résistance au sel des espèces au niveau variétal.

La proline, de teneur habituellement faible dans les tissus des plantes cultivées sur milieu dépourvu de sel et donc peu contraignant sur le plan hydrique, se trouve accumulée de façon spectaculaire en réponse au stress salin.

Dans notre travail le stress provoque une augmentation de la teneur en proline, mais le taux d'augmentation reste corrèle avec le génotype, le même résultat est trouvé par (Grennan, 2006 ;

Lugan, 2008), les teneurs les plus élevées sont enregistrées chez la variété *GTA dur*. Plusieurs auteurs dont Khedr et al, (2003) ; Claussen (2005) et Debnath et al, (2008), avaient mentionné que cet acide aminé fait partie des osmotocums que les plantes synthétisent une fois exposées au stress hydrique ou salin. Son rôle est nécessaire pour l'ajustement osmotique pour équilibrer le potentiel osmotique du sol conformément à ce qui a été démontré par d'autres travaux dont ceux de Gadallah (1999) et de Demir (2000). Elle pourrait, également, intervenir dans la régulation du pH cytoplasmique ou constituer une réserve d'azote utilisée par la plante postérieurement à la période de stress (Tal, 1979). Par contre une forte accumulation de cet acide aminé est un signe de perturbation métabolique (Cheikh M'hamed et al., 2008). Son accumulation a été démontrée chez de nombreuses espèces et dans différentes situations de stress (salin, hydriques, thermiques) (Blum, 1976 ; Huang, 1979 ; Hubac, 1980 ; Dorfling, 1989 ; Ober, 1994 ; Gamal et al., 2012). Certains auteurs (Singh et al., 1973) et (Grennan, 2006) pensent que les quantités accumulées pourraient être liées au niveau de tolérance aux stress.

La proline accumule en plus grandes quantités que d'autres acides aminés dans les plantes stressées au sel (Abd El-Samad et al., 2011; Taie et al, 2013; Abdelhamid et al., 2013 ; Sadak and Mostafa, 2015). Cette accumulation peut être le résultat de trois processus complémentaires : stimulation de sa synthèse (Morris et al., 1969 ; Boggess et al., 1976), inhibition de son oxydation (Stewart et al., 1977 ; Rayapati, 1991) et/ou altération de la biosynthèse des protéines (Stewart et al., 1977).

On a trouvé aussi dans cette étude que l'augmentation de la teneur en proline foliaire sous l'effet du stress, une baisse dans les teneurs en pigments chlorophylliens totaux a été, en revanche, enregistrée. Cette diminution est plus marquée chez les génotypes qui ont des teneurs élevées en proline (*GTA dur*) par rapport à celles qui ont des teneurs en proline faibles (*Semito*). Les résultats illustres dans ce travail montrent une certaine proportionnalité, mais inverse, entre les teneurs en proline accumulées et les teneurs en pigments chlorophylliens perdues par chacun des génotypes étudiés, la variété qui accumule plus de proline présente une forte diminution de ses teneurs en pigments chlorophylliens et vice versa. Ces résultats suggèrent l'existence d'une corrélation vraisemblable entre les voies de biosynthèse des pigments chlorophylliens et de la proline (Yang et al., 2002). Une compétition entre ces deux composés sur leur précurseur commun, le glutamate, peut être à l'origine de cette évolution (Bengston et al. 1978 ; Reddy, 1991 ; Chokri et al., 2011) et (Morant-Manceau et al., 2004 ; Lugan, 2012).

Dans notre travail, la nutrition minérale se trouve fortement affecté par la contrainte saline. Le sodium s'accumule chez les deux variétés *GTA dur* et *Semito* au niveau des feuilles, d'une façon croissante avec l'augmentation de la concentration en sel. L'effet du sel sur l'accumulation du sodium est très marqué, car les variations par rapport aux témoins sont hautement significatives.

L'accumulation de Na^+ en conditions de stress salin dans la partie aérienne a été aussi rapportée par plusieurs auteurs Navarro (2006). D'après Bouaouina et *al.*, (2000), l'accumulation cellulaire de Na^+ chez le blé augmente avec la concentration de NaCl .

Chez les plantes de types « incluser », le flux de sodium est essentiellement ascendant et le sel est accumulé dans les parties aériennes au niveau des vacuoles. Par contre, chez celles de types « excluser », la plus grande partie du sodium absorbé et véhiculé vers les feuilles est réexportées vers les racines via le phloème (Berthomieu et *al.*, 2003) ou initialement stockée dans les racines. La compartimentation du NaCl dans les vacuoles représente le mécanisme principal de détoxification du sel chez les halophytes (Bosrsani et *al.*, 2003 ; Ksouri et *al.*, 2010), tandis que les glycophytes ont recours au mécanisme d'exclusion du sodium des cellules (au niveau de la membrane plasmique) des parties aérienne vers les racines (Blumwald et *al.*, 2000). En effet, certaines glycophytes, comme le cotonnier ou l'orge, transporte et accumulent de grandes quantités de Na^+ dans les feuilles (Hassani et *al.*, 2008).

Le potassium joue un rôle dans le contrôle de la turgescence cellulaire (Sairam, 2004), contribue également dans la réduction du potentiel osmotique des cellules racinaires pour faciliter les processus de transport des solutés. Par conséquent, le maintien d'un niveau de K^+ adéquat est essentiel pour la survie de la plante dans les milieux salins.

Les traitements salins appliqués ont eu un impact semblable chez les deux variétés sur les teneurs en potassium. Chez les deux variétés, la salinité du milieu a pour effet de diminuer les teneurs en K^+ des organes végétatifs, ces résultats sont en accord avec les travaux de Levitt (1980) et Houala (2007). Selon les auteurs, l'absorption de K^+ varie en fonction de la concentration du sel appliquée : elle augmente en présence de faibles dose de Na^+ , diminue et peut même s'arrêter avec les fortes concentrations.

Ouerghi et *al.*, (2000) ; Mezni et *al.*, (2002) notent que le NaCl entraîne une diminution des teneurs en K^+ . Dans le même contexte, Ould El Hadj-Khalil (2001) signale que les teneurs en K^+ sont diminuées dans les plantes de tomate cultivées en présence de NaCl à 50 mM et en présence de NaCl à 100 mM.

La teneurs en K^+ diminue fortement dans les organes et rapporte que cette diminution est reliée avec la forte augmentation de la teneur en sodium. Ce phénomène a été expliqué par une interaction comparative entre le Na^+ et le K^+ et l'inhibition de la rétention du potassium en présence de forte concentration de Na^+ (Bernstein et *al.*, 1993). L'effet inhibiteur du traitement salin sur l'absorption de K^+ a été observé chez le blé tendre (Clarcke et Mac Caig, 1989) et l'olivier (Ottow et *al.*, 2005).

La conséquence finale d'un déséquilibre éventuel des facteurs environnementaux défavorables est l'augmentation rapide de taux des ROS intracellulaires (sharma and *al.*, 2012), en

particulier, H₂O₂. Par conséquent, l'équilibre entre la production de ROS et de nettoyage est très important (Appel, 2004). L'ascorbate peroxydase (APX), la glutathion peroxydase (GPX), et catalase (CAT), représentant les principaux mécanismes enzymatiques de fixation de l'H₂O₂ chez les plantes, est essentiellement pour la suppression des H₂O₂ toxiques dans une cellule (Appel, 2004). Un niveau élevé de H₂O₂ inhibe directement la fixation du CO₂ (Yamazaki et al., 2003).

Dans notre travail, les deux génotypes de blé dur, ont une tendance similaire. L'activité CAT a augmenté avec l'augmentation du stress salin, mais elle était plus élevée chez la variété *GTA dur* que chez la variété *Semito*. Dans les feuilles et les racines de tomates, l'activité CAT a augmenté dans les plantes soumises à différents degrés de stress salin par rapport aux témoins, alors que chez d'autres espèces, comme les pois, l'activité CAT dans feuilles n'a pas augmenté en réponse à la salinité (Corpas and al., 1993 ; Mittova and al., 2003 ; Mittova and al., 2004). Gondim et al., 2012 ont évalué les effets de H₂O₂ pulvérisé sur la partie foliaire sur la croissance de la plante. L'expérience a révélé que H₂O₂ pulvérisé augmente l'activité des enzymes antioxydants, et que l'activité CAT était le plus sensible de ces enzymes à l' H₂O₂. L'augmentation de l'activité CAT apparaît liée à la régulation de l'expression des gènes, et aux dommages oxydatifs détecté dans les plantes ayant une activité de CAT plus élevé.

Ascorbate peroxydase est l'un des principaux systèmes d'élimination des ROS, qui joue un rôle important dans l'amélioration de la tolérance à la salinité chez les plantes, la détoxification de H₂O₂ dans différents compartiments cellulaires, être impliqués dans l'homéostasie de l'ASA, et en équilibrant le réseau intracellulaire des ROS (Diaz-Vivancos and al., 2013 ; Hernández and al., 2000 ; Hernández and al., 2001).

Dans ce système de détoxification, la transformation de H₂O₂ en eau et en oxygène se fait en présence de l'ascorbate qui joue le rôle de donneur d'électrons. Au cours de la première réaction catalysée par l'ascorbate peroxydase, l'ascorbate est transformé en monodéhydroascorbate et/ou déhydroascorbate (Souguir, 2009). Nos résultats ont montré une augmentation significative de l'activité ascorbate peroxydase dans les racines et les feuilles des deux variétés traitées. De nombreux travaux sont en accord avec nos résultats (Bonifacio and al., 2011 ; Siddiqui and al., 2011 ; Tuna and al., 2013 ; Mittova and al., 2015).

En outre, dans une étude de signalisation de stress, exploite le pouvoir de réduction chez l'acide ascorbique pour se débarrasser de H₂O₂ ; potentiellement dangereux, à la réponse au stress abiotique (Hertwig et al., 1992, Jebara et al., 2005, Siddiqui et al., 2008, MAJEED et al., 2010 ; Siddiqui et al., 2013)

La guaïacol peroxydase (GPX) est aussi une enzyme importante capable d'éliminer le H₂O₂. L'activité GPX est suggérée comme un biomarqueur d'une toxicité d'un métal dans les plantes (Agawal et al., 2004). Selon nos résultats, nous avons constaté que le stress salin provoque une

augmentation significative de l'activité gaïacol peroxydase au niveau racinaire et foliaire des plantes des deux variétés.

La deuxième source de stress abiotiques qui peuvent induire un stress oxydatif chez les plantes, on a opté pour étudier la toxicité des métaux, l'un des principaux problèmes environnementaux en raison de leurs augmentation à cause de des sources naturelles et les activités humaines (Thounaojam et *al.*, 2012). Parmi les métaux, le Zinc (Zn), qui est l'un des micronutriments essentiel requis pour de nombreuses enzymes impliquées dans de nombreux processus physiologiques et métaboliques de plantes. Le Zinc est également connu pour avoir un effet de stabilisation et de protection sur la biomembrane contre les dommages oxydatifs et de peroxydation, la perte d'intégrité de la membrane plasmique et également altération de la perméabilité de la membrane (Bettger, 1981). En outre, le Zinc peut atténuer autre stress oxydatif induit par le métal (Aravind, 2003 et Upadhyay, 2010). Toutefois, l'excès de Zn dans les organismes peut conduire à une toxicité y compris inhibition de la croissance, les déséquilibres nutritifs, la chlorose des feuilles et la photosynthèse dépréciation (Hassan, 2011, Todeschini et *al.*, 2011 et Cambrollé et *al.*, 2012). Ainsi, les sols contaminés Zn cause des blessures à des micro-organismes du sol, réduisent le rendement des cultures et sont donc dangereux pour les chaînes alimentaires (Hassan, 2011). Dans notre travail nous avons étudié différents paramètres pour mieux comprendre les mécanismes que le blé dur suit pour faire face au stress au Zinc.

Nos résultats ont montré que les différentes concentrations de Zinc appliquée et son excès dans le milieu, n'ont pas affectés la germination des graines, en revanche, le traitement à faible dose (0,12 et 0,25 mM ZnSO₄), la stimulé. Le travail de Marichali and *al.*, (2014), a démontré que la présence excessive de Zn n'a pas inhibé la germination des graines, mais elle a réduit la longueur des racines des semis de la coriandre, ce qui indique que Zn a des effets toxiques faibles sur la germination des graines de la coriandre, et que les racines sont plus sensibles que les graines au stress métallique.

Ces résultats sont en accord avec ceux de Martínez-Fernández et *al.*, (2011), qui a montré que 150 µM Zn n'a pas inhibé la germination des graines de *Bituminaria bituminosa* (L.). Tandis que le travail de Cicer arietinum, révèle que le Zinc à faibles concentrations (10 et 25 µM) a fortement stimulé la germination des graines, et qu'elle est inhibée au plus forte concentration (Sharma et *al.*, 2010). De point de vue physiologique, la réussite des graines de germer, peut être traduit par du fait que le Zinc n'a pas affecté l'imbibition et interfère avec l'absorption d'eau (Kranner, 2011). Cette hypothèse est soutenue par Lefevre et *al.*, (2009), qui ont montré que les graines de *Dorycnium pentaphyllum* qui ont échoué à germer après imbibition dans des concentrations élevées de Zinc et qui ne germent pas après rinçage à l'eau déminéralisée.

l'inhibition de la croissance et la réduction de la biomasse ont été observées dans d'autres plantes (Monnet et *al.*, 2001; Cambrolle et *al.*, 2011). Dans notre travail une réduction de la longueur des racines chez les deux variétés de blé a été enregistrée. La toxicité apparaît plus dans les racines des plantes plutôt que dans les feuilles parce que les racines de la plante sont l'organe qui confronte directement le stress de métal lourd. C'est résultats sont en accord avec ceux de Xiaoning et *al.*, (2012). Martínez-Fernández et *al.*, (2011), indique que la dose 76 μM a inhibée la croissance des racines et des feuilles des semis de *Bituminaria bituminosa* (L.). Nos résultats sont en accord avec Lefevre et *al.*, (2009) et Ozdener, (2009) qui ont rapporté des résultats similaires dans *Triticum aestivum*, *Dorycnium pentaphyllum* et *Eruca sativa*, respectivement. La diminution de la longueur des racines par l'excès de Zinc, peut être traduite par l'inhibition de la prolifération cellulaire et l'allongement ultérieur (Michael, 2011). Les études de Finger-Teixeira et *al.*, (2010) et Li et *al.*, (2012), ont révélé que la réduction de la croissance des racines est liée à une perte importante de la viabilité cellulaire dans les pointes des racines et à une augmentation du niveau de lignification dans des semis de blé exposé aux fortes concentrations de Zinc.

Dans la présente étude, la toxicité du Zinc a réduit la teneur relative en eau des feuilles et les racines. Selon Prasad, 2004, l'excès de Zn^{2+} peut interférer avec l'équilibre de l'eau en endommageant les membranes plasmiques, diminuant les transporteurs d'eau, et affectant les taux de transpiration des tissus végétaux. La réduction de la teneur relative en eau, pourrait être le résultat de la diminution de la conductivité hydraulique de la racine ou diminution du débit d'eau des racines vers les feuilles (Sobhanian and *al.*, 2011 ; Koussevitzky and *al.*, 2008). Des résultats similaires sur l'effet des métaux lourds sur la TRE sur le blé et le maïs ont été enregistrés (Bauwe and *al.*, 2012). L'effet de l'arsenic comme un métal lourd a eu des résultats similaires sur les haricots (De Pinto and *al.*, 2013). Une réduction de la teneur relative en eau (TRE) dans les feuilles indique la diminution de la pression du gonflement dans des cellules végétales. Par conséquent, le potentiel hydrique de la plante sera réduit afin de maintenir le taux de transpiration stable (Karam et *al.*, 2006).

Nos résultats ont également montré que Chl (b) était plus sensible à l'excès de Zn que la Chl (a). c'est résultats sont en accord avec les résultats de Li et *al.*, (2013), qui ont déclaré que la réduction de la teneur en Chl (b) des plantules de blé comme réponse à l'excès au Zn, était plus prononcée que celle de Chl (a). Ils attribuaient que la perte de Chl (b) est du à son hydrolyse plus rapide par rapport à Chl (a). En général, la diminution de la concentration en chlorophylle est considéré comme l'un des premiers symptômes de toxicité au Zinc dans les plantes (Di Baccio et *al.*, 2009). La chlorose des feuilles âgées et qui est considérée comme une réponse générale à la toxicité au Zn dans les plantes, peut être attribuée à la déficience en P (Di Baccio et *al.*, 2009; Azzarello et *al.*, 2012). Ces auteurs ont également montré que l'excès de Zn induit des

changements ultrastructuraux et physiologiques dans les feuilles y compris l'augmentation significative de l'épaississement de la lamina foliaire, la diminution de nombre de chloroplastes et faisceaux vacuolaires, le retrait de la membrane plasmique et la perturbation de la conformation du photosystème II (PSII complexe de base), conduisant ainsi à l'activité photosynthétique réduite et une diminution significative consécutive dans l'assimilation nette de CO₂ (Azzarello et al., 2012).

L'accumulation des osmolytes organiques tels que, les protéines solubles, les sucres solubles totaux et la proline est une réponse biochimique qui caractérise les plantes dans des conditions de stress (Hare, 1997).

Nos résultats ont montré que le traitement des plantules de blé dur des deux variétés de blé dur au Zinc, a enregistré une teneur en protéine soluble plus faible dans les feuilles, et plus élevée dans les racines en comparaison avec les plants non traité. C'est résultats sont en accord avec ceux de Li et al, (2013). L'étude de Zheng et al, (2009) a démontré que la protéine soluble est liée à la tolérance de métaux dans les plantes. Plusieurs études ont montré que divers métaux conduisent à une augmentation de taux des protéines solubles et la teneur des sucres solubles dans certaines plantes, et cet effet était plus significative dans les feuilles que dans les racines (Verma, 2001; Guo et al, 2007; John et al., 2008).

D'après nos résultats, on constate qu'avec l'augmentation de la concentration de Zinc, les concentrations des sucres solubles dans les feuilles et les racines des plantules de blé ont augmentés. D'après le travail de Van, (1990) il indique que les sucres solubles augmentent dans le cas de stress sous conditions de salinité, de métaux lourds et la température. L'accumulation de sucres solubles aide à réguler le stress osmotique dans les cellules végétales et conduit à la préservation de molécules biologiques et membranes (Irannejad, 2004).

Dans la présente étude, le stress au Zinc a augmenté la teneur en proline dans les feuilles et les racines des plants de blé. Des résultats similaires ont été signalés dans les semis de blé de Bassi (1993). Souvent, l'augmentation de la teneur en proline dans les feuilles est supérieure à celle dans les racines (Dietz, 2006). Contrairement aux résultats de notre étude, l'accumulation de proline dans les racines était plus importante chez les plantules des deux variétés de blé dur lorsqu'elles sont exposées aux différentes concentrations de Zn par rapport à celle des feuilles. Ce qui indique que la proline joue un rôle plus important de protection dans les racines de stress des plants de blé. L'action protectrice de la proline est supposée être liée à sa capacité à détoxifier les ROS (Tripathi, 2004) et à inhiber la peroxydation lipidique (Mehta, 1999). L'augmentation de la concentration de proline en raison de l'exposition aux métaux lourds est très répandue comme réponse chez les plantes (Tripathi, 2004 ; Michael, 2011).

Les plantes peuvent produire H₂O₂ par différents moyens de voie métabolique localisées dans différents compartiments cellulaires, tels que la paroi cellulaire, membrane plasmique, les chloroplastes, les mitochondries et les peroxysomes (Achary et *al.*, 2012).

Parmi eux, le NADH-POD est responsable de la production de H₂O₂ dans la paroi cellulaire des racines des plantes (Lin, 2001). L'activité GPx, localisé à la paroi cellulaire, a été signalé dans les plantes traitées aux métaux lourds (Achary et *al.*, 2008).

Notre travail, révèle que les activités GPx et CAT dans les feuilles de blé, ont enregistré un augmentation significative après avoir exposé les plantules à différentes doses de traitement au Zinc. Par contre dans les racines, une inhibition de l'activité GPx et une stimulation de CAT ont été observés. Nos résultats sont en accord avec ceux de Li et *al.* (2013) qui confirme que. Selon Prasad et *al.* (1999), La stimulation de la POD et CAT suggère leur rôle dans la détoxification de H₂O₂ à la toxicité de Zinc dans les plantules de *Brassica juncea*. En revanche, une diminution des activités de GPx et le CAT ont été enregistré dans les feuilles et les racines de diverses plantes comme réponse à l'excès de Zn (Jain et *al.*, 2010; Ozdener, 2010). Ainsi, les métaux lourds induisent des changements de l'activité des enzymes antioxydantes selon l'espèce et même la concentration de traitement.

Les GPx sont les enzymes primaires piégeant de H₂O₂ qui le détoxifient dans les chloroplastes et les cytosol des cellules végétales (Zhang et *al.*, 2011), et le CAT est fréquemment utilisé par les cellules pour catalyser rapidement la décomposition de H₂O₂ de l'oxygène gazeux moins réactif et H₂O (Tayefi-Nasrabadi et *al.*, 2011). Ces deux enzymes constituent système de balayage principal de H₂O₂ dans des conditions dans les cellules. Les Conditions élevées de Zn ont abouti à la stimulation des activités de GPx et de CAT dans la canne à sucre (Jain et *al.*, 2010). Selon Lin, (2001); Liskay et *al.*, (2003), l'augmentation de l'activité de GPX dans la paroi cellulaire est la cause de la réduction de la croissance des racines dans les conditions de stress.

Nos résultats ont aussi montré que les activités APX ont augmenté de manière significative dans les feuilles des semis de blé dur sous différentes concentrations de Zn. Une stimulation de l'activité APX était aussi observée dans les racines. L'augmentation de l'activités APX dans les plants de *Sesbania* traités au Zinc, suggèrent que le mécanisme de tolérance est développée dans cette plante (Israr et *al.*, 2011 ; Li et *al.*, 2013). En accord avec ces conclusions, on peut déduire le rôle important d'APX dans l'élimination des ROS dans les feuilles de blé exposé au Zinc, alors que cet enzyme peut ne pas être responsable de l'élimination des H₂O₂ dans les racines de blé.

Les changements environnementaux, y compris la salinité, influent sur la germination des graines en affectant leurs équilibres hormonaux.

Beaucoup de stratégies qui visent la lutte contre les effets néfastes du stress salin sur les plantes sont actuellement mise en pratique. Parmi ceux, l'application exogène des régulateurs de

croissance, les osmoprotecteurs, et des sels inorganiques est envisagée comme une approche économique à atténuer les effets néfastes de la salinité sur la croissance des plantes. Cette étude a été réalisée afin d'analyser le mécanisme par lequel le Zinc atténue la toxicité de NaCl dans le blé dur.

Le Zinc est un oligo-élément importants est impliqué dans un certain nombre de processus physiologique de la croissance des plantes et du métabolisme y compris la synthèse des protéines, l'activation des enzymes, des glucides, des lipides, des auxines et métabolisme acides nucléiques, l'expression génique et la régulation et la formation de pollen.

Dans notre travail on peut expliquer l'amélioration de la germination des graines par le fait que le Zinc intervient dans la production de l'Auxine, qui est une hormone végétale, joue un rôle clé dans la régulation du cycle cellulaire, de la croissance et le développement, la formation des tissus (Davies, 1995) et de pollen (Ni *et al.*, 2002), et le développement d'autres parties de la plante (He *et al.*, 2000a). La croissance et le développement des différentes parties de plantes, y compris l'embryon, les feuilles et les racines sont censées être contrôlés par le transport de l'auxine (Liu *et al.*, 1993; Xu, 1999; Rashotte *et al.*, 2000; Benjamins, 2008; Popko *et al.*, 2010).

Des études récentes ont également suggéré l'implication potentielle de l'auxine dans l'entretien de la dormance des graines. Par exemple, l'application exogène d'auxine améliorait l'inhibition de la germination des graines par l'ABA chez *Arabidopsis* (Brady *et al.*, 2003; Lui *et al.*, 2007) et la germination des graines également retardée du blé (Morris *et al.*, 1988; Ramaih *et al.*, 2003). Cependant, si l'auxine est directement nécessaire pour la dormance des graines est difficile, et le mécanisme sous-jacent de la fonction auxine dans la dormance des graines reste inconnue. Au cours de nos études antérieures sur la croissance liés à l'auxine et de la défense (Zhang *et al.*, 2007; Lin *et al.*, 2012), nous avons constaté que *Arabidopsis* mutants auxine affichés germination soit accélérée ou inhibé des graines fraîchement récoltées, ce qui suggère un rôle actif de l'auxine dans la dormance des graines.

Le travail de Weisany *and al.* (2012) sur les plants de soya (*Glycine max* L.), montre que l'application de Zinc sur les plantules dans milieu qui contient NaCl, a souligné une augmentation de la longueur des feuilles, des racines.

Auparavant, il a souvent été émis l'hypothèse que l'amélioration du Zinc état nutritionnel des plantes en croissance dans des conditions de salinité était critique pour la protection des plantes contre la toxicité du sel. Ce rôle protecteur du Zinc a été attribué à son rôle dans le maintien de l'intégrité structurale de la membrane plasmique et contrôlant ainsi l'absorption de sodium et d'autres ions toxiques (Cakmak, 1988b).

La teneur en proline a diminué avec l'application de Zinc, par rapport aux traitements de la salinité, sans application préalable de Zinc. Ces résultats sont en accord avec ceux de Hendawy et

Khalid (2005), Cha-um et al, (2009), et Weisany et al, (2012). ils ont montré que, les concentrations des sucres totaux et les concentrations en proline ont diminué avec l'application de Zinc dans plantes *Salvia officinalis* L..

Les résultats de Tavallali and al, (2010), suggèrent que le Zinc peut empêcher les dommages oxydatifs dans les semis de pistaches (*Pistacia vera* L. 'Badami') dues au stress salin. La production de radicaux libres et augmentation de la peroxydation lipidique sous contrainte de sel peut entraîner une augmentation de la perméabilité et la perte de l'intégrité de la membrane (Dionisio-Sesc, 1998),

Le site principal d'attaque de la salinité dans une cellule végétale est habituellement la membrane cellulaire (logani, 1980). La Salinité induit sévère peroxydation lipidique via les ROS. Cela conduit à une cascade de réactions cycliques conduisant à la formation répétitive des alcanes à le stress abiotique, tels que la salinité, est connu pour déclencher l'oxydation du NADPH, conduisant à la production de radicaux superoxydes ($O_2 \cdot^-$) (Kawano et al., 2001). L'effet protecteur de Zn a été rapporté comme étant due à sa capacité à inhiber l'oxydation du NADPH et la production de radicaux libres de l'oxygène centrée (Cakmak, 1988a, 1988b). Le radical superoxyde ($O_2 \cdot^-$) produit est néfaste, qui produit indirectement un radical hydroxyle oxydant puissant ($OH \cdot$) par réaction avec H_2O_2 .

Cette réaction, appelée réaction de Haber-Weiss spécifique du site est catalysée par Fe (III), la réduction en Fe (II), suivie par la réduction de H_2O_2 par Fe (II). En tant que Fe (III) est fortement associée à des cibles polyanioniques, tels que l'ADN ou les membranes cellulaires, ces oxydants sont produits dans leur voisinage immédiat provoquant la répétition de cette réaction (Fridovich, 1986).

Chez les animaux, le double gradient de K^+ et Na^+ à travers le plasmalemme est mis en place et entretenu directement par une enzyme, l'ATPase Na^+ / K^+ . Les végétaux ont développés une stratégie différente, qui apparaît plus complexe: la membrane cellulaire est énergisée par une ATPase- H^+ , et ce sont les gradients transmembranaires de potentiel électrique et de pH résultant de l'activité de cette pompe qui entraînent le fonctionnement de divers systèmes de transport de K^+ et/ou Na^+ , canaux et transporteurs, symports ou antiports, dont l'activité intégrée aboutit à l'entretien des gradients transmembranaires de ces deux ions. Le monde végétal se distingue donc fondamentalement du monde animal dans le mode d'énergisation de la membrane cellulaire et le maintien des gradients de K^+ et Na^+ . Clairement, cette originalité mérite d'être explorée et comprise par le biologiste. Au-delà de cet aspect fondamental, l'analyse des transports membranaires de Na^+ et K^+ chez les plantes présente aussi l'intérêt de concerner directement un domaine important de la physiologie végétale et de l'agronomie, celui de l'étude des mécanismes d'adaptation aux sols salés et de réponse au stress salin. D'après les résultats de Jabnune, (2008),

La diminution de la dépolarisation lors d'ajouts de 15 à 300 μM de Na^+ s'interprète le plus logiquement comme une diminution des influx de sodium à haute affinité dans la racine de riz.

D'après les résultats de notre travail, l'ajout de Zinc à 0,12 mM dans le milieu salin augmente encore la dépolarisation par rapport au traitement avec le NaCl seul (50 Mm). On peut expliquer ce résultat par le fait que le Zinc augmente l'influx du sodium à l'intérieur de la racine.

Les stress Osmotique et ionique causés par stress salin peuvent entraîner une augmentation de taux des ROS (Zhu, 2003; Parida, 2005); par conséquent, les ROS ils sont piégé par enzymes antioxydants telles que la SOD, CAT et APX, qui jouent un rôle vital dans leurs élimination. La CAT et peroxydases comme APX décomposent H_2O_2 en H_2O et O_2 . Les résultats de l'étude montrent que les plantes traitées avec Zn avaient enregistré un taux très élevé de l'activité CAT et APX, ce qui indique qu'il y avait piégeant les radicaux libres du système. L'action combinée de SOD et CAT élimine efficacement le peroxyde d'hydrogène et de superoxyde, et indirectement protège les plantes contre les radicaux hydroxyles plus toxiques.

Dans les plantes traitées uniquement avec NaCl l'activité de toutes ces enzymes ont augmenté. La même tendance a également été observée chez les plantes traitées avec du Zn seulement, ce qui indique que l'augmentation de l'activité enzymatique en réponse au traitement du NaCl plus le Zinc était due à un stress oxydatif extrême causé par NaCl et la protection contre le stress salin par des taux élevés d'enzymes antioxydantes induites par le Zinc. Probablement, le Zinc est en mesure de faciliter la biosynthèse des enzymes antioxydantes (Cakmak, 2000).

D'après les résultats de Sofu et *al*, (2015), le taux des H_2O_2 diminue avec l'application de Zinc, par rapport aux traitements de la salinité, sans application préalable de Zinc. Le Zinc joue un rôle clé dans le contrôle de la production et de détoxification des radicaux libres d'oxygène qui peuvent endommager les lipides membranaires et des groupes sulfhydryles (Alloway, 2004). Le Zinc peut aider à limiter le taux de peroxydation des lipides, car il constitue un élément de protection et de stabilisation des membranes biologiques contre les espèces activées de l'oxygène (H_2O_2).

On peut déduire que le Zinc a efficacement protégés les plantules de blé dur du stress oxydatif induit par le sel en inhibant la peroxydation des lipides membranaires et de l'activité lipolytique de LOX, et en facilitant le bon fonctionnement des protéines membranaires. L'augmentation observée de l'activité des enzymes qui piègent les ERO prouve le rôle de Zinc en tant qu'agent antioxydant et son rôle dans la réduction de stress oxydatif. Par conséquent, on peut conclure que l'ajout de Zinc est bénéfique pour les systèmes vivants à faire face à la toxicité de NaCl.

Conclusion et perspectives

Conclusion

Le blé dur est considéré comme une culture stratégique en Algérie. Toutefois, la croissance de cette culture et l'amélioration de son rendement sont limités par des activités urbaines, industrielles et agricoles, responsables d'une contamination croissante des sols et de l'eau.

Deux géotypes sont étudiés pour leur sensibilité au deux stress abiotiques ; stress salin, Zinc ainsi que leurs interactions ; présentent des comportements qui peuvent être différents en termes de réponse au stress à des degrés de sensibilités différents. Différentes concentrations salines allant de zéro à 100 mM NaCl et de métal lourd « le Zinc » avec les concentration de 0.12 à 1 mM, avec une durées d'exposition au stress de 3 , 6 et 9 jours ont été utilisées.

La germination est un événement critique pour le succès de l'établissement du cycle de vie des plantes ; elle prédétermine largement les chances de survie des plantules jusqu'à la maturité. Nos résultats montrent clairement que les graines des deux géotypes de blé dur (*Triticum durum*) germent mieux en absence de NaCl ou dans un milieu à faible concentration de NaCl (25 mM). Tandis que pour le traitement en Zinc, le taux de germination est indifférent aux concentrations de stress induit.

La réduction de la croissance est une capacité adaptative nécessaire à la survie d'une plante exposée à un stress abiotique. Dans notre travail, Le stress salin s'il influe sur la croissance en longueur des parties aériennes de *Semito* et *GTA dur*, il influe aussi sur leurs parties souterraines. La plante peut éviter les dommages par la réduction de la croissance, pour s'adapter au stress salin. La diminution de la longueur des racines est plus remarquable pour la variété *GTA* par rapport à la variété *Semito* même avec le traitement à la plus faible dose de traitement. Avec le traitement au Zinc, la réduction de la croissance est beaucoup plus remarquable dans les racines que dans les feuilles pour les deux variétés étudiées.

La salinité et le traitement au Zinc, induits la diminution de certaines protéines solubles et que cette variation de la teneur en protéines ne confère pas forcément à la plante une tolérance au stress. Les Sucres totaux solubles ont aussi connus une augmentation de la concentration en repense au stress induits. Les deux variétés ont confronté le traitement au NaCl et Zinc induits une forte accumulation de sucres solubles foliaire par rapport à celui des racines. Cette accumulation plus forte chez *GTA dur*, la confère une relative performance par rapport à *Semito*. Dans notre travail le stress provoque une augmentation de la teneur en proline, mais le taux d'augmentation reste corrèle avec le géotype, où les teneurs les plus élevées sont enregistrées chez la variété *GTA dur*.

La nutrition minérale se trouve fortement affecté par la contrainte saline. Le sodium (Na^+) s'accumule chez les deux variétés *GTA dur* et *Semito* au niveau des feuilles, d'une façon croissante avec l'augmentation de la concentration en sel. Les traitements salins appliqués ont eu un impact

semblable chez les deux variétés sur les teneurs en potassium. Chez les deux variétés, la salinité du milieu a pour effet de diminuer les teneurs en K^+ . Ce phénomène a été expliqué par une interaction comparative entre le Na^+ et le K^+ et l'inhibition de la rétention du potassium en présence de forte concentration de Na^+ .

La variété *GTA dur* montre une accumulation des ions Na^+ plus importante dans les parties aériennes, comparativement à la variété *Semito*. Ceci est lié au degré de tolérance au sel, observé chez la variété *Semito* où le xylème limite le transport du Na^+ dans les feuilles. La réduction de la croissance en présence de sel a été interprétée comme étant le résultat d'une réduction de l'alimentation de la plante en eau et en éléments minéraux majeurs et plus particulièrement l'ion K^+ . La tolérance à des concentrations salines élevées chez les deux variétés de blé dur, semble être liée à la capacité d'éviter l'accumulation à des niveaux toxiques du Na^+ dans le limbe de la feuille et à une meilleure capacité d'ajustement osmotique. Cette information est utile pour la sélection des variétés dans les programmes d'amélioration. Le traitement au Zinc provoque l'accumulation des ions de Zinc dans les feuilles avec l'augmentation de la concentration de sel dans le milieu.

La conséquence finale d'un déséquilibre éventuel des facteurs environnementaux défavorables est l'augmentation rapide de taux des ROS intracellulaires en particulier, H_2O_2 . Par conséquent, l'équilibre entre la production de ROS et de nettoyage est très important. L'ascorbate peroxydase (APX), la glutathion peroxydase (GPX), et catalase (CAT), représentant les principaux mécanismes enzymatiques de fixation de l' H_2O_2 chez les plantes, est essentiellement pour la suppression des H_2O_2 toxiques dans une cellule.

Dans notre travail, les deux génotypes de blé dur, ont une tendance similaire. L'activité CAT a augmenté avec l'augmentation du stress salin, mais elle était plus élevée chez la variété *GTA dur* que chez la variété *Semito*. La guaiacol peroxydase (GPX) est aussi une enzyme importante capable d'éliminer le H_2O_2 . Selon nos résultats, nous avons constaté que le stress salin provoque une augmentation significative de l'activité guaiacol peroxydase au niveau racinaire et foliaire des plantes des deux variétés. Nos résultats ont montré une augmentation significative de l'activité ascorbate peroxydase dans les racines et les feuilles des trois céréales traitées.

A la lumière de l'ensemble des résultats que nous avons présenté, il semble que les réponses de deux génotypes étudiées aux stress causés par le stress salin et le Zinc sont très complexes.

Dans cette optique, le second objectif de notre travail s'est développé qui a été d'évaluer l'effet du Zinc comme un moyen d'atténuation des dommages oxydatifs engendrés par les stress salin étudiés chez les deux variétés de blé dur « *GTA dur* » et « *Semito* ». Pour réaliser cet objectif, nous nous sommes consacrés à l'étude de l'effet du Zinc sur quelques marqueurs du stress oxydant, sur les réponses enzymatiques, ainsi que sur la croissance des plantes soumises aux stress salin.

Les résultats acquis ont confirmé les effets bénéfiques du Zinc sur la croissance des deux variétés étudiées et sur l'atténuation des dommages oxydatifs subis par les traitements au stress salin. Selon nos résultats, il apparaît que l'application du Zinc améliore la croissance et le développement des graines soumises ou non au stress salin. L'induction du Zinc dans le milieu de traitement favorise l'accroissement foliaire et racinaire des lots exposés aux fortes concentrations de NaCl. Ceci indique que le Zinc a un effet positif sur la croissance des deux variétés de blé dur en améliorant leur tolérance au stress salin, en limitant les pertes d'eau et en optimisant la nutrition hydrominérale des plantes, ainsi qu'en réduisant l'absorption et la translocation de ces métaux lourds.

En ce qui concerne les activités enzymatiques, nous avons constaté selon nos résultats que l'ajout du Zinc stimule les activités des trois enzymes étudiées (CAT, APX, GPX) chez les plantes des deux variétés exposées aux fortes concentrations de stress salin. L'induction des activités enzymatiques antioxydantes est due au rôle du Zinc de stimuler le système de défense antioxydant pour atténuer les dommages oxydatifs engendrés par le stress salin ; ce qui indique une meilleure tolérance des plantes des céréales au stress salin. En outre, l'activation des enzymes antioxydantes est nécessaire pour réduire l'excès des ROS induit par le stress salin ; en diminuant et en régulant la production de radicaux libres afin d'atténuer et d'éviter les dommages oxydatifs dans les tissus des plantes de blé.

En conclusion, nos résultats montrent que le Zinc peut atténuer les perturbations induites par le stress salin et devenir une solution pratique afin de protéger les plantes contre les dommages oxydatifs, conduisant à une meilleure tolérance aux stress salin.

Perspectives

Cette étude a permis de décrire des comportements variés vis-à-vis les contraintes abiotiques qui règnent dans l'environnement de la céréaliculture Algérienne .

Les résultats obtenus laisse entrevoir de nombreuses perspectives non seulement dans un but de sélection et d'amélioration des variétés très répandu, et plus cultivées, mais aussi, dans le but d'approfondir nos connaissances sur les caractères morpho-physiologiques et l'aptitude à la régénération in vitro à travers le déterminisme d'un protocole expérimental solide en précisant les meilleures balances hormonales ,en s'intéressant surtout à l'aspect de la génétique moléculaire de la tolérance aux stress salin et les métaux lourds comme étant deux facteurs limitant la production en matière céréalière en région arides et semi arides.

Pour faire face à telle situation difficile, on envisage à encourager la recherche pour sélectionner des variétés adaptées aux conditions marginales des zones défavorisées où les stress salin, hydrique et thermique entravent l'augmentation de la production céréalière nationale. Les progrès durant cette dernière décennie en biologie moléculaire et génie génétique des plantes ouvrent une nouvelle fenêtre aux chercheurs et aux agriculteurs. L'ingénierie de plantes mieux adaptées à leur environnement est aujourd'hui possible.

Le dosage de l'auxine, serait aussi bénéfique pour notre étude. Elle joue un rôle crucial dans de nombreux mécanismes physiologiques et développementaux : développement de l'embryon et du fruit, organogénèse, différenciation du système vasculaire, mise en place de l'architecture racinaire, élongation cellulaire, tropismes et dominance apicale.

Références bibliographiques

Références bibliographique

1. **Abd El-Samad HM., Shaddad MAK., Barakat N, 2011.** Improvement of plants salt tolerance by exogenous application of amino acids. *Journal of Medicinal Plant Research: Planta Medica*, 5 : 5692–5699.
2. **Abdelhamid MT., Sadak MSh., Schmidhalter U., El-Saady A, 2013.** Interactive effects of salinity stress and nicotinamide on physiological and biochemical parameters of faba bean plant. *Acta Biol. Colomb*, 18(3):499-510.
3. **Acevedo E., Craufurd PG., Austin RD., Perez Marco P, 1991.** Traits associated with high grain yield of barley in low yielding environments. *J. Agr. Sci. Camb.* 116: 23- 36.
4. **Achary VM., Jena S., Panda KK., Panda BB, 2008.** Aluminium induced oxidative stress and DNA damage in root cells of *Allium cepa* L. *Ecotox. Environ. Saf*, 70:300-310.
5. **Achary VMM., Patnaik AR., Panda BB, 2012.** Oxidative biomarkers in leaf tissue of barley seedlings in response to aluminium stress. *Ecotoxicology and Environmental Safety* 75:16-26.
6. **Adriano DC, 2001.** Trace elements in terrestrial environments: Biochemistry, bioavailability and risks of metals. Springer-Verlag, New York.
7. **Agastian P., Kingsley S.J., Vivekanandan M, 2000.** Effect of salinity on photosynthesis and biochemical characteristics in mulberry genotypes. *Photosynthetica* 38, 287–290.
8. **Agilent Technologies, 2011.** Agilent 4100 Microwave Plasma-Atomic Emission Spectrometer.
9. **Alatar AA, 2011.** Effect of temperature and salinity on germination of *Achillea fragrantissima* and *Moringa peregrina* from Saudi Arabia. *Afr. J. Biotechnol.* 10 (17) : 3393-3398.
10. **Alessio L ., Odone P., Bertelli, G., Foà V, 1983.** "Cadmium," Commission of European Communities,.
11. **Aline Finger-Teixeira., Maria de Lourdes LF., Anderson RS, 2010.** Cadmiu-induced lignification restricts soybean root growth. *Ecotoxicol. Environ. Saf.*, 73: 1959-1964.
12. **Allakhverdiev SI., Sakamoto A., Nishiyama Y., Inaba M., Murata N, 2000.** Inactivation of photosystems I and II in response to osmotic stress in *Synechococcus*, contribution of water channels, *Plant Physiol.*, vol. 122, p.1201-1208.
13. **Allen GJ., Jones Wyn RG., Leigh RA, 1995.** Sodium transport in plasma membrane vesicles isolated from wheat genotypes differing in K^+/Na^+ discrimination traits. *Plant, CellEnvironment* 18, 105-115.
14. **Alloway BJ, 2004.** Zinc in soils and crop nutrition. International Zinc association, Brussels, p 28 livre
15. **Alloway BJ, 2004.** Zinc in soils and crop nutrition. International Zinc association, Brussels, p 28 livre

16. **Amicucci E., Gaschler K., Ward JM, 1999.** NADPH oxidase genes from tomato (*Lycopersicon esculentum*) and curly-leaf pondweed (*Potamogeton crispus*). *Plant Biology* **1**: 524-528.
17. **Amini F., Ehsanpour AA., Hoang QT., Shin JS, 2007.** Protein Pattern Changes in Tomato under In Vitro Salt Stress. *Russ. J. Plant Phys.*, 54(4): 464-471
18. **Amokrane A., Bouzerzour H., Benmahammed A and Djekoun A, 2002.** Caractérisation des variétés locales, syriennes et européennes de blé dur évaluées en zone semi-aride d'altitude. *Sciences et Technologie. Univ. Mentouri. Constantine. N° spécial D* : p 33 -38.
19. **Andreini C., Banci L., Bertini I., and Rosato A, 2006.** Counting the Zinc-proteins encoded in the human genome. *Journal of Proteome Research* **5**, 196-201.
20. **Apel K et Hirt H, 2004.** Reactive oxygen species: Metabolism, Oxidative Stress, and Signal Transduction. *Annual Review of Plant Biology* **55**(1), 373-399.
21. **Araus JL., Ali Dib T., Nachit M, 1998.** Chlorophyll fluorescence as a selection criterion for grain yield in durum wheat under Mediterranean condition. *Field crops Res.* **55**: 209-224.
22. **Aravind P and Prasad MNV, 2003.** Zinc alleviates cadmium-induced oxidative stress in *Ceratophyllum Demersum* L. :A free floating freshwater macrophyte. *Plant physiol. Biochem.* **41** : 391-397
23. **Armada E., Roldán A., Azcon R, 2014.** Differential activity of autochthonous bacteria in controlling drought stress in native *Lavandula* and *Salvia* plants species under drought conditions in natural arid soil. *Microb. Ecol.*, **67** : 410–420.
24. **Ashraf M., Tufail M, 1995.** Variation in salinity tolerance in sunflower (*Helianthus annuus* L.). *J. Agron. Soil Sci.*, **174**: 351- 362.
25. **Askri H., Rejeb S., Jebari H., Nahdi H and Rejeb MN, 2007.** Effet du chlorure de sodium sur la germination des graines de trois variétés de pastèque (*Citrus lanatus* L.). *Sécheresse*, **18** (1), 51-55.
26. **Attia Faouzi, 2007.** Effet du stress hydrique sur le comportement ecophysiologique et la maturite phenolique de la vigne vitis vinifera L.: etude de cinq cepages autochtones de midipyrenees le titre de docteur de l'institut national polytechnique de Toulouse
27. **Ayaz FA., Kadioglu A and Turgut R, 2000.** Water stress affects on the content of low molecular weight carbohydrates and phenolic acids in *Ctenanthe setosa* (Rose.) Eichler, *Can. J. Plant. Sci.* **80** : 373-378.
28. **Azzarello E., Pandolfi C., Giordano C., Rossi M., Mugnai S., Mancuso S, 2012.** Ultramorphological and physiological modifications induced by high Zinc levels in *Paulownia tomentosa* . *Environmental and Experimental Botany*, **81** : 11–17
29. **Baenziger M., Setimela PS., Hodson D., Vivek B, 2006.** Breeding for improved abiotic stress tolerance in maize adapted to southern Africa. *Agric. Water Manage.* **80**: 212–224.
30. **Baize D, 1997.** Teneurs totales en éléments traces métalliques dans les sols (France). INRA Editions, Paris, p 408.

31. **Bajji M, 1999.** Étude des mécanismes de résistance au stress hydrique chez le blé dur : caractérisation de cultivars différant par leurs niveaux de résistance à la sécheresse et de variants somaclonaux sélectionnés *In vitro*. Thèse de doctorat. Univ . Louvain.
32. **Bajji M., Kinet JM et Lutts S, 2002.** Osmotic and ionic effects of NaCl on germination, early seedling growth, and ion content of *Atriplex halimus* (*Chenopodiaceae*) Can.J. Bot. Vol. 80 (3), pp. 297-304.
33. **Baker AJM. and Walker PL, 1989.** Ecophysiology of metal uptake by tolerant plants. In: Heavy metal tolerance in plants - Evolutionary aspects. Shaw, A. (Eds). CRC Press, 155-177.
34. **Bartosz G, 1997.** Oxidative stress in plants. *Acta Physiologiae Plantarum* 19(1), 47-64.
35. **Bassi R, Sharma SS, 1993.** Changes in proline content accompanying the uptake of Zinc and copper by *Lemna minor*. *Ann Bot*, 72:151–154
36. **Bauwe H., Hagemann M., Kern R., Timm S, 2012.** Photorespiration has a dual origin and manifold links to central metabolism. *Curr. Opin. Plant Biol.*, 15 : 269–275.
37. **Bédrani S, 2001.** Stratégie et politiques agricoles des pays du Maghreb central. *C.R. Agric.* 87: 179-188.
38. **Beever H, 1982.** Glyoxysomes in higher plants. *Annals of the New York Academy of Sciences* 386: 243-253
39. **Beldjoudi Z et Daoud Y, 2002.** Conséquence de la salinité sur l'antagonisme Na⁺/K⁺ chez six cultivars de blé dur. IIIème Journées scientifiques sur le blé. 11-12-1 Février G.B.B.V.-D.S.N.V.- I.T.G.C., Univ. Mentouri, Constantine : 98-99.
40. **Belkhodja Met Bidai Y, 2004.** La réponse des graines d'*Atriplex halimus* L. à la salinité au stade de germination. *Sciences et changements planétaires/sécheresse*. Vol.15, n°4, pp. 331-335.
41. **Bell, DT,1999.** Australian trees for the rehabilitation of waterlogged and salinity-damaged landscapes. *Aust. J. Bot.* (47) : 697-716.
42. **Ben Dkhil B., Denden M, 2010.** Salt stress induced changes in germination, sugars, starch and enzyme of carbohydrate metabolism in *Abelmoschus esculentus* L. (Moench) seeds. *Afric. J. Agric. Reas.* 05 (12):1412-1418.
43. **Ben Naceur M., Rahmoune C., Zaimeche S., Wathelet B, 2005.** Rôle des acides aminés comme bioindicateurs de stress métalliques chez les végétaux aquatiques. 1^{er} Colloque Euroméditerranéen de Biologie Végétale et Environnement, Annaba 28-30 novembre.
44. **Benata H., Berrichi AB., Reda Tazi M., Abdelmoumen H et Misbah El Idrissi M, 2006.** Effet du stress salin sur la germination, la croissance et le développement de trois espèces légumineuses : *Acacia tortilis* var. *raddiana*, *Leucaena leucocephala* et *Prosopis juliflora*. Le Premier Congrès National sur l'Amélioration de Production Agricole Settat 16 – 17 Mars 2006. Recueil des résumés. 25p.
45. **Bengston C., Klockare B., Klockare R., Larsson S., Sundquist C, 1978.** The after effect of water stress on chlorophyll formation during greening and the level of abscisic acid and proline in dark grown wheat seedlings. *Plant Physiol.*, 43 : 205- 212.

46. **Benjamins R., Scheres B, 2008.** Aux the looping star in plant development. Annual Review of Plant Biol, 59: 443–465.
47. **Benmahammed A., Kribaa M., Bouzerzour H., Djekoun A, 2010.** Assessment of stress tolerance in barley (*Hordeum vulgare* L.) advanced breeding lines under semiarid conditions of the eastern high plateaus of Algeria. Euphytica, 172: 383–394.
48. **Benmahioul B., Daguin F et 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 : 752– 758.N.ELSEVIER.
49. **Bernstein N., Laüchli A., Silk WK, 1993.** Kinematics and dynamics of sorghum (*Sorghum bicolor* L.) leaf development at various Na/Ca salinities: I. Elongation growth. Plant Physiol. 103:1107–1114.
50. **Berthomieu P., Conéjero G., Nublat A., Brackenbury W.J., Lambert C., Savio C., Uozumi N., Oiki S., Yamada K., Cellier F., Gosti F., Simonneau T., Essah P.A., Tester M., Véry AA., Sentenac H., and Casse F, 2003.** Functional analysis of AtHKT1 in Arabidopsis shows that Na⁺ recirculation by the phloem is crucial for salt tolerance, EMBO J. 22, 2004–2014.
51. **Bertin P., Kinet JM., Bourharmont J, 1995.** Heritable chilling tolerance improvement in rice through somaclonal variation and cell line selection. Aust. J. Bot. 44 : 91-105
52. **Bettger WJ and O'Dell BL, 1981.** A critical physiological role of Zinc in the Tso P and Scobey M, 1978. The role of phosphatidylcholine in the absorption structure and function of biomembranes. Life Sci. 28: 1425–1438.
53. **Bissati S., Djerroudi O., Mehani M et Belkhodja M, 2011.** Effet du stress salin sur deux parametres hydriques (turgescence et transpiration) de jeunes plants d'atriplex halimus et atriplex canescens. Revue des Bioressources ; 1 : 31-38.
54. **Black M, 1983.** Absissic acid in seed germination and dormancy. In: abscissic acid . f. t. addicot éd. Praeger Publis. New-york, p 333-363.
55. **Blokhina O., Virolainen E et Fagerstedt KV, 2003.** Antioxidants, Oxidative Damage and Oxygen Deprivation Stress: a Review. Annals of Botany 91(2), 179-194.
56. **Blumwald E., Aharon GS., Apse MP, 2000.** Sodium transport in plant cells. Biochim. Biophys. Acta. 1465: 140-151.
57. **Boggess SF., Aspinall D., Paleg LG, 1976.** Stress metabolism. IX. The significance of endproduct inhibition of proline synthesis and of compartmentation in relation to stressinduced proline accumulation. Aust. J. Plant Physiol., 3 : 513-525.
58. **Bohnert HJ & Jensen RG, 1996.** "Strategies for engineering water-stress tolerance in plants", Trends Biotechnol., vol. 14, , p.89-97
59. **Bohnert HJ., Nelson DE., Jensen RG, 1995.** "Adaptations to environmental stresses", Plant Cell, vol. 7, p.1099-1111.
60. **Bois G, 2005.** Ecophysiologie de semis de conifères ectomycorhizés en milieu salin et soclique. Thèse de doctorat. Université de Marseille. France. Pp 187.

61. **Bolwell GP., Wojtaszek P, 1997.** Mechanisms for the generation of reactive oxygen species in plant defence - a broad perspective. *Physiological and Molecular Plant Pathology* **51**: 347-366.
62. **Bonifacio A., Martins MO., Ribeiro CW., Fontenele AV., Carvalho FE., Margis-Pinheiro M., Silveira JA, 2011.** Role of peroxidases in the compensation of cytosolic ascorbate peroxidase knockdown in rice plants under abiotic stress. *Plant Cell Environ.* **34** : 1705–1722.
63. **Bonnefont-Rousselot D., Therond P et Delattre J., 2003.** Radicaux libres et antioxydants. Ed :Flammarion Médecine-Sciences pp ,59-81.
64. **Borsani O., Valpuesta V., Botella MA, 2003.** Developing salt tolerant plants in a new century: A molecular biology approach. *Plant Cell Tiss. Org. Cult.* **73** : 101-115.
65. **Botia P., Carvajal M., Cerda A and Martinez V, 1998.** Response of eight Cucumis melo cultivars to salinity during germination and early vegetative growth. *Agronomie* ; **18**, 503-513.
66. **Bouaouina S., Zid E., Hadji M, 2000.** Tolérance à la salinité, transports ioniques et fluorescence chlorophyllienne chez le blé dur (**Triticum turgidum** L.). CIHEAM, Options Méditerranéennes, (40) : 239-243.
67. **Bouda S and Haddioui A, 2011.** Effet du stress salin sur la germination de quelques espèces du genre *Atriplex*. *Nature & Technologie.* n°05, 72-79.
68. **Bouda S., Baaziz M et Haddioui A,2006.** Effect of salinity on germination of genus *Atriplex*. Recueil des résumés. Le Premier Congrès National sur l'Amélioration de Production Agricole. Faculté des sciences et techniques, Settat, Maroc, p. 151.
69. **Boukraâ D., Benabdelli K., Belabid L., Bennabi F, 2013.** Effect of salinity on chickpea seed germination pre-treated with salicylic acid. *Scientific Journal of Biological Sciences* ; **2**(4) : 86-93.
70. **Boulghalagh J., Berrichi A., El Halouani H et Boukroute A, 2006.** Effet des stress salin et hydrique sur la germination des graines du jojoba (*Simmondsia chinensis* [link] schneider). Recueil des résumés. Le Premier Congrès National sur l'Amélioration de Production Agricole, Settat, Maroc, p. 24.
71. **Bourdu R, 1983.** Les diverses fonctions du scutellum des Graminées. *Bull.Soc.Bot.Fr.*, **130**, ¾, 33-48.
72. **Bourrelier PH and Berthelin J, 1998.** Contamination des sols par les éléments traces : les risques et leur gestion. *CR. Acc Sci*, **42**. Ed. Lavoisier, Paris.
73. **Boyd RS., 1998.** Hyperaccumulation as a plant defensive strategy. In: Brooks, R.R. (Ed.). *Plants that hyperaccumulate heavy metals.* CABI Publishing, Wallingford, pp. 181-200.
74. **Bozzini A, 1988.** Origin, distribution and production of durum wheat in the world. In Fabriani G. & Lintas C. (éd). *Durum: Chemistry and Technology.* AACC (Minnesota). Etats-Unis : p1-16.
75. **Bradford MM, 1976.** Rapid and sensitive method for quantitation of microgram quantities of proteinutilizingprinciple of protein-dye binding. *Analytical Biochemistry*, **72** : 248-254.

76. **Brady SM., Sarkar SF., Bonetta D., McCourt P, 2003.** The *ABSCISIC ACID INSENSITIVE 3 (ABI3)* gene is modulated by farnesylation and is involved in auxin signaling and lateral root development in *Arabidopsis*. *Plant J*, 34(1):67–75.
77. **Briat JF and Lebrun M, 1999.** Plant responses to metal toxicity. *Plant Biology and Pathology* 322, 43-54.
78. **Broadley MR., White PJ., Hammond JP., Zelko I., and Lux A, 2007.** Zinc in plants. *New Phytologist* 173, 677-702.
79. **Brooks RR, 1998.** Biogeochemistry and hyperaccumulators. In: Brooks, R.R. (Ed.). *Plants that hyperaccumulate heavy metals*. CABI Publishing, Wallingford, pp. 95-118.
80. **Bryssine, 1961 :** la salinité du sol et ses problèmes.
81. **Cakmak I and Horst JH, 1991.** Effects of aluminum on lipidperoxidation, superoxidedismutase, catalase, and peroxidaseactivities in roottips of soybean (*Glycine max*). *Physiologia Plantarum*, 83 : 463-468.
82. **Cakmak I, 2000.** Possible roles of Zinc in protecting plant cells from damage by reactive oxygen species. *New Phytol*, 146: 185-205.
83. **Cakmak I, 2004.** Identification and correction of widespread Zinc deficiency in Turkey - a success story (a NATO-science for stability project). *Proceedings of the International Fertiliser Society* 552 : 1-26.
84. **Cakmak I, 2008.** Enrichment of cereal grains with Zinc: agronomic or genetic biofortification.? *Plant and Soil* 302, 1-17.
85. **Cakmak I., Marschner H, 1988a.** Enhanced superoxide radical production in roots of Zinc-deficient plants. *J Exp Bot*, 39: 1449- 1460.
86. **Cakmak I., Marschner H, 1988b.** Zinc-dependent changes in ESR signals, NADPH oxidase and plasma membrane permeability in cotton roots. *Physiol Plant*, 73: 182-186.
87. **Calu G, 2006.** Effet du stress salin sur les plantes. Comparaison entre deux plantes modèles: *Arabidopsis thaliana* et *Thellungiella halophila*. Master 1, Recherche biotechnologie : du gène à la molécule SpectroSciences, article 23, 10 p.
88. **Cambrollé J., Mancilla-Leytón JM., Muñoz-Vallés S., Luque T., Figueroa ME, 2012.** Zinc tolerance and accumulation in the salt-marsh shrub *Halimione portulacoides*. *Chemosphere*, 86: 867-874
89. **Cambrolle J., Mateos-Naranjo E., Redondo-Gomez S., Luque T., Figueroa ME, 2011.** The role of two *Spartina* species in phytostabilization and bioaccumulation of Co, Cr, and Ni in the Tinto-Odiel estuary (SW Spain). *Hydrobiologia* 671: 95-103.
90. **Ceccarelli S, 2010.** Plant breeding and climate change. In Ceccarelli, S. and Grando, S. (eds) 2010. *Proceedings of the 10th International Barley Genetics Symposium*, 5-10 April 2008, Alexandria, Egypt, p16-29.
91. **Cerda A and Martinez V, 1988.** Nitrogen fertilization under saline conditions in tomato and cucumber plants. *J. Hortic. Sci.* 63, 451-458.

92. **Chaignon V., 2001.** Biodisponibilité du cuivre dans la rhizosphère de différentes plantes cultivées. Cas de sols viticoles contaminés par des fongicides. Thèse : Ecole doctorale, Sciences de l'Environnement : Système Terre, Université d'Aix-Marseille.
93. **Chaoui A., Mazhoudi S., Ghorbal MH., and El Ferjani E, 1997.** Cadmium and Zinc induction of lipid peroxidation and effects on antioxidant enzyme activities in bean (*Phaseolus vulgaris* L.). *Plant Science* 127, 139-147.
94. **Chauhan JS., Tomar YK., Singh NI., Ali S., Debarati, 2009.** Effect of growth hormones on seed germination and seedling growth of black gram and horse gram. *J. Am. Sci.* 5: 79–84.
95. **Cha-um S., Trakulyingcharoen T., Smitamana P., Kirdmanee C, 2009.** Salt tolerance in two rice cultivars differing salt tolerant abilities in responses to iso-osmotic stress. *Aust J Crop Sci*, 3: 221–230
96. **Cheikh M'hamed H., Abdellaoui R., Kadri K., Ben naceur M., Bel hadj S, 2008.** Evaluation de la tolérance au stress salin de quelques accessions d'orge (*Hordium vulgare* L.) cultivés en Tunisie. *Sciences & Technologie*, 28: 30-37.
97. **Cheikh M'hamed H., Abdellaoui R., Kadri K., Ben naceur M., Bel hadj S, 2008.** Evaluation de la tolérance au stress salin de quelques accessions d'orge (*Hordium vulgare* L.) cultivés en Tunisie. *Sciences & Technologie*, 28: 30-37.
98. **Chenafi H., Aïdaoui A., Bouzerzour H., Saci A, 2006.** Yield response of durum wheat (*Triticum durum* Desf.) cultivar Waha to deficit irrigation under semi-arid growth conditions. *Asian J Plant Sci.*, 5: 854-860.
99. **Cheng S, 2003.** Effects of heavy metals on plants and resistance mechanisms. *Environmental Science and Pollution Research* 10 (4), 256-264.
100. **Cherif D., Bouzoubaa Z., Elmorid M., Karron M., Elcharous M, 2001.** Manuel d'analyse chimique et biochimique des plantes eds, INRA, Maroc.
101. **Chokri Z., Mohamed D., Maârroufi H., Gouia H, 2011.** Comportement physiologique de deux espèces de tabac au stress salin «*Nicotiana tabacum*» et «*Nicotiana rustica*» *Revue des Régions Arides* n° 25, pp3-14.
102. **Chunhui Wu., Quanzhen Wang., Bao Xie., Zhengwei Wang., Jian Cui and Tianming Hu, 2011.** Effects of drought and salt stress on seed germination of three leguminous species *African Journal of Biotechnology* ; 10(78), 17954-17961.
103. **CIHEAM (Centre International de Hautes Etudes Agronomiques Méditerranéennes), 2006.** L'enjeu céréalier en Méditerranée. Les notes d'analyse du CIHEAM, n°09 Mai 2006, 13p.
104. **Clarcke JM., Mclaig TM., 1989.** Excised leaf water capacity as an indicator of drought resistance of *Triticum* genotypes. *Can. J. Plant Sci.* 62: 571-578.
105. **Clark JM., Norvell WA., Clark FR. and Buckley TW, 2002.** Concentration of cadmium and other elements in the grain of near-isogenic durum lines. *Can. J. Plant Sci./Revue canadienne de phytotechnie.* 82 : 27-33 p.
106. **Clarke JM and Mc Craig TN, 1982.** Evaluation of techniques for screening for drought resistance in wheat. *Crop Sci.*, 22: 503-506.

107. **Clarke ND. and Berg JM, 1998.** Zinc fingers in *Caenorhabditis elegans*: finding families and probing pathways. *Science* 282, 2018-2022.
108. **Claussen W, 2005.** Proline as a measure of stress in tomato plant. *Plant Sci.*, 168: 241-248.
109. **Colangelo EP and Guerinot ML, 2006.** Put the metal to the petal: metal uptake and transport throughout plants. *Current Opinion in Plant Biology* 9, 322-330.
110. **Côme D, 1970.** *Les obstacles à la germination*. Paris : Masson & Cie.
111. **Corpas FJ., Gomez M., Hernandez JA., del Rio LA, 1993.** Metabolism of activated oxygen in leaf peroxisomes from two *Pisum sativum* L. cultivars with different sensitivity to sodium chloride. *J. Plant Physiol*, 141, 160–165.
112. **Corpas FJ., Palma JM., Del Rio LA., Barroso JB, 2009.** Evidence supporting the existence of Larginine- dependent nitric oxide synthase activity in plants. *New Phytologist* 184: 9-14.
113. **Cramer GR, 2002.** Sodium-calcium interactions under salinity stress. In: “Salinity. Environment-Plants-Molecules”. Eds. A. Läuchli and U. Lüttge. Kluwer Academic Publishers, Dordrecht, pp. 205-227.
114. **Csonka LN, 1989.** Physiological and genetic responses of bacteria to osmotic stress. *Microbiol. Rev.* 53, 121-147.
115. **Darbyshi B, 1974.** The function of the carbohydrate units of tree fungal enzymes in their resistance to dehydration plant physiol ; 54 : 717-721.
116. **Davies PJ, 1995.** *Plant Hormones*, Dordrecht. Kluwer Academic Publishers, The Netherlands
117. **De Pinto MC., Locato V., Sgobba A., Romero-Puertas MDC., Gadaleta C., Delledonne M., de Gara L, 2013.** S-nitrosylation of ascorbate peroxidase is part of programmed cell death signaling in tobacco Bright Yellow-2 cells. *Plant Physiol.* 163 : 1766–1775.
118. **Debez A., Chaibi W et Bouzid S, 2001.** Effet du NaCl et de régulateurs de croissance sur la germination d'*Atriplex halimus* L. *Agriculture*. Vol. 10, n°2, pp. 8-135.
119. **Debnath M, 2008.** Responses of *Bacopa monnieri* to salinity and drought stress in vitro. *J. Med. Plant. Res.*, 2(11): 347- 351.
120. **Del Rio LA., Corpas FJ., Leon AM., Barroso JB., Carreras A., Sandalio LM., Palma JM, 2004.** The nitric oxide synthase activity of plant peroxisomes. *Free Radical Biology and Medicine* 36: S41-S41.
121. **Del Río LA., Sandalio LM., Corpas FJ., Palma, JM., Barroso JB, 2006.** Reactive oxygen species and reactive nitrogen species in peroxisomes. Production, scavenging, and role in cell signaling. *Plant Physiol*, 141 : 330–335.
122. **Delphine S., Alvino A., Zacchini M., Loreto F, 1998.** Consequences of salt stress on conductance to CO₂ diffusion, Rubisco characteristics and anatomy of spinach leaves", *Aust. J. Plant Physiol.*, vol. 25, 1998, p.395-402 .

123. **Demir Y, 2000.** Growth and proline content of germinating wheat genotypes under ultraviolet light. *Turk. J. Bot.*, 24: 67-70.
124. **Denden M., Bettaieb T., Sahli A., Mathlouthi M, 2005.** Effet de la salinité sur la fluorescence chlorophyllienne, la teneur en proline et la production florale de trois espèces ornementales. *Tropicultura*. Vol. 23 N°4, pp220-226.
125. **Deng H., Ye ZH., and Wong MH, 2006.** Lead and Zinc accumulation and tolerance in populations of six wetland plants. *Environmental Pollution* 141, 69-80.
126. **Desikan R., Burnett EC., Hancock JT., Neill SJ, 1998.** Harpin and hydrogen peroxide induce the expression of a homologue of gp91-phox in *Arabidopsis thaliana* suspension cultures. *Journal of Experimental Botany* **49**: 1767-1771.
127. **Devi SR., Prasad MNV., 1999.** Membrane lipid alterations in heavy metal exposed plants. In: Prasad, M.N.V. & Hagemayer, J. (Eds.). *Heavy metal stress in plants: From molecules to ecosystems*. Springer-Verlag, Berlin, pp. 99-116.
128. **Di Baccio D., Tognetti R., Minnocci A., Sebastiani L, 2009.** Responses of the *Populus* × *euramericana* clone I-214 to excess Zinc: carbon assimilation, structural modifications, metal distribution and cellular localization. *Environ Exp Bot*, 67: 153–163
129. **Diaz-Vivancos P., Faize M., Barba-Espin G., Faize L., Petri C., Hernández JA., Burgos L, 2013.** Ectopic expression of cytosolic superoxide dismutase and ascorbate peroxidase leads to salt stress tolerance in transgenic plums. *Plant Biotechnol. J*, 11 : 976–895.
130. **Dietz KJ., Baier M., Kramer U, 1999.** Free radicals and reactive oxygen species as mediators of heavy metal toxicity in plants. In: Prasad, M.N.V.& Hagemayer, J. (Eds.). *Heavy metal stress in plants: From molecules to ecosystems*. Springer-Verlag, Berlin, pp. 73-97.
131. **Dionisio-Sesc LM., Tobita S,1998.** Antioxidant responses of rice seedlings to salinity stress. *Plant Sci*, 135: 1-9.
132. **Djerah A et Oudjehih B, 2015.** EFFET DU STRESS SALIN SUR LA GERMINATION DE SEIZE VARIETÉS D'ORGE (*Hordeum vulgare* L.). *Courrier du Savoir – N°20*, Décembre, pp.47-56.
133. **Donmez E., Sears RG., Shroyer JP et Paulsen GM, 2000.** « Evaluation of Winter Durum Wheat for Kansas. » Kansas State University Agricultural Experiment Station and Cooperative Extension Service. Publication No 00-172-S.
134. **Dörfling K and Askman A, 1989.** Relationship between frost tolerance and formation of proline, abscisic acid and specific proteins in cold hardened winter wheat (*Triticum aestivum*) varieties. XII Eucarpia Congress.
135. **Dreier W and Göring M, 1974.** Der Einfluss hoher Salzkonzentration auf verschiedene physiologische Parameter von Maiswurzeln. *Wiss. Z. Humboldt Univ. Berlin, Reihe/Math. Naturwiss*, 23 : 641-644.
136. **Dubois C, 2001.** Réponse moléculaire de jeunes plants de pin maritime soumis à un stress hydrique en milieu hydroponique. Thèse de doctorat. Biologie forestière. INRA. 225 PP.

137. **Dubois M., Gilles K., Hamilton J., Rebers P and Smith F, 1956.** Colorimetric method for determination of sugars and related substances. *Analytical Chemistry*, 28(3), 350–356.
138. **Dwyer SC., Legendre L., Low PS., Leto TL, 1996.** Plant and human neutrophil oxidative burst complexes contain immunologically related proteins. *Biochimica Et Biophysica Acta- General Subjects* **1289**: 231-237
139. **Dynowski M., Schaaf G., Loque D., Moran O., Ludewig U, 2008.** Plant plasma membrane water channels conduct the signaling molecule H₂O₂. *Biochem. J*, 414 : 53–61.
140. **Eide D J, 2006.** Zinc transporters and the cellular trafficking of Zinc. *Biochimica et Biophysica Acta (BBA) - Molecular Cell Research* 1763, 711-722.
141. **El Goumi Y., Fakiri M., Lamsaouri O and Benchekroun M, 2014.** Salt stress effect on seed germination and some physiological traits in three Moroccan barley (*Hordeum vulgare* L.) cultivars. *J. Mater. Environ. Sci* ; 5 (2) : 625-632.
142. **El Hakimi A., Monneveux P et Galiba G, 1995.** Soluble sugars, proline, and relative water content as traits for improving drought tolerance in *Triticum durum*. *J. Gen. Breed.*, 49: 234-244.
143. **El-Iklil Y., Karrou M., Mrabet R., Benichou M., 2001.** Effet de stress salin sur la variation de certains métabolites chez *Lycopersicon esculentum* et *Lycopersicon sheesmanii*. *Journal of Plant Sciences*, 41: 177-183.
144. **Elmouheccen Ali Ben Abed, 2006.** La physiologie végétale sous stress salin et la sécheresse pub ; *Sci Uni Malek Saaoud Arabie saoudite* ; p 386.
145. **El-neimi TS., William FC and Rumaugh D, 1992.** Response of alfalfa cultivars to salinity during germination growth. *crop. sci*, 32, 976-980.
146. **Emsley J, 2003.** *Nature's building blocks: An A-Z guide to the elements.* 560p., Oxford University, Oxford, UK.
147. **Erskine PD., Stewart GR., Schmidt S., Turnbull MH., Unkovich M and Pate JS, 1996.** Water availability - a physiological constraint on nitrate utilization in plants of Australian semi-arid mulga woodlands. *Plant Cell Environ.* 19, 1149-1159
148. **Essington ME, 2004.** :Soil and water chemistry, an integrative approach. CRC Press, USA.
149. **FAO, 2014.** Secteur agricole : importations/ exportations produits de base par pays. Bulletin Food and Agriculture Organization of the United Nations 2014.
150. **FAO, 2015.** L'offre et la demande de céréales, situation alimentaire mondiale. Bulletin de la FAO (Food and Agriculture Organization of the United Nations), Bulletin du 01.02.2016.
151. **FAO, Rome. 2001.** La foresterie urbaine et peri-urbaine.
152. **Farquhar GD., Ehleringer JR., Hubuk KT, 1994.** Isotopic composition of plant carbon correlated with water use efficiency of wheat genotypes. *Aust. J. Plant. Physiol.*, 11: 539-542.

153. **Farquhar, 1998.** A study of stomatal mechanics using the cell pressure probe. *Plant Cell Environ* 21(1): 94-100.
154. **Favier A, 2003.** Le stress oxydant. *Actualité chimique*, 108-115.
155. **Feillet P, 2000.** Le grain de blé : composition et utilisation. INRA. Paris.
156. **Fernandez-Ballester G., Vicente M., Dionisio R., Antonio C, 1998.** Changes in inorganic and organic solutes in Citrus growing under saline stresses. *J. Plant Nutr* ; 21 : 2497–2514
157. **Fielding JL., Hall JL, 1978.** A biochemical and cytochemical study of peroxidase activity in roots of *Pisum sativum*, *J. Exp. Bot.* 29: 969-981.
158. **Finney LA. and O'Halloran, TV, 2003.** Transition metal speciation in the cell: Insights from the chemistry of metal ion receptors. *Science* 300, 931-936.
159. **Flowers TJ, 1972.** Salt tolerance in *Suaeda maritima* L. Dum. The effect of sodium chloride.
160. **Foy CD., Chaney RL., White MC, 1978.** The Physiology of metal toxicity in plants. *Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology* 29, 511-566.
161. **Foyer CH. and Noctor G, 2005.** Oxidant and antioxidant signalling in plants: a reevaluation of the concept of oxidative stress in a physiological context. *Plant, Cell & Environment* 28, 1056-1071.
162. **Franks PJ, 2003.** Use of the pressure probe in studies of stomatal function. *J. Exp. Bot.* 54(387): 1495-1504. Franks, P. J., Cowan, I. R. , G. D.
163. **Franks PJ., Buckley TN., Shope JC., Mott KA, 2001.** Guard Cell Volume and Pressure Measured Concurrently by Confocal Microscopy and the Cell Pressure Probe. *Plant Physiol.* 125(4): 1577-1584.
164. **Frausto da Silva, JJR. and Williams RJP, 2001.** The biological chemistry of the elements. 561p., Clarendon Press , Oxford, UK.
165. **Fridovich I, 1986.** Biological effects of the superoxide radical. *Arch Biochem Biophys*, 247: 1-11.
166. **Gadallah MA., 1999.** Effects of proline and glycine betaine on *Vicia fabae* responses to salt stress. *Biol plant*, 42: 249-257.
167. **Gama PBS., Inanaga S., Tanaka K., Nakazawa R, 2007.** Physiological response of common bean (*Phaseolus vulgaris* L.) seedlings to salinity stress. *African Journal of Biotechnology* Vol. 6 (2), pp. 079-088
168. **Gamal M., Abdel-Fattah Abdul-Wasea A. Asrar, 2012.** Arbuscular mycorrhizal fungal application to improve growth and tolerance of wheat (*Triticum aestivum* L.) plants grown in saline soil *Acta Physiol Plant* ; 34:267–277.
169. **Gate P, 1995.** Ecophysiologie du blé. Ed. ITCF. Technique et Documentation. Lavoisier, Paris, p 419.

- 170. Gaucher Gilbert et Sylvie Burdin January, 1974.** Book Géologie, Géomorphologie Et Hydrologie Des Terrains Sales : Contribution Aux Techniques D'amélioration des Terrains Salés
- 171. Gaufichon L, Prioul JL, Bachelier B, 2010.** Quelles sont les perspectives d'amélioration génétique de plantes cultivées tolérantes à la sécheresse ? Fondation FARM, Paris.p61
- 172. Ge P., Ma C., Wang S., Gao L., Li X., Guo G., Ma W., Yan Y, 2012.** Comparative proteomic analysis of grain development in two spring wheat varieties under drought stress Anal Bioanal Chem. 402:1297–1313
- 173. Gill PK., Sharma AD., Singh P., Bhullar SS, 2003.** Changes in germination, growth and soluble sugar contents of *Sorghum bicolor* (L.) Moench seeds under various abiotic stresses. Plant Growth Regulation ; 40: 157-162.
- 174. Glyan'ko AK and Ischenko AA, 2010.** Structural and Functional Characteristics of Plant NADPH Oxidase: A Review. Applied Biochemistry and Microbiology **46**: 463-471
- 175. Godin PM., Feinberg MH and Ducauze CJ, 1985.** Modelling of soil contamination by airborne lead and cadmium around several emission sources. Environ. pollut. 10, 97-114.
- 176. Gondim FA., Gomes-Filho E., Costa JH., Mendes Alencar NL., Prisco JT, 2012.** Catalase plays a key role in salt stress acclimation induced by hydrogen peroxide pretreatment in maize. *Plant Physiol. Biochem.*, 56 : 62–71.
- 177. Greenway H and Osmond CB 1972.** Salt response of enzymes from species differing in salt.
- 178. Greger M., 1999.** Metal availability and bioconcentration in plants. In: Prasad, M.N.V. & Hagemayer, J. (Eds.). Heavy metal stress in plants:From molecules to ecosystems. SpringerVerlag, Berlin, pp. 1-27.
- 179. Grennan AK, 2006.** High Impact Abiotic Stress in Rice. An “Omic” Approach; Plant Physiology,140 : 1139–1141
- 180. Groom QJ., Torres MA., FordhamSkelton AP., HammondKosack KE., Robinson NJ., Jones JDG, 1996.** rbohA a rice homologue of the mammalian gp91phox respiratory burst oxidase gene. Plant Journal **10**: 515-522
- 181. Guerrier G, 1983.** Variation des teneurs en Na⁺ et Ca⁺ d'embryons et de jeunes plantes lors de la germination en milieu salé OYTON ; 43 (2) , 141-152.
- 182. Guerrier G, 1984.** Relation entre la tolérance ou la sensibilité à la salinité lors de la germination des semences et les composantes de la nutrition en sodium. Biol. Planta, 26 (1) : 22-28.
- 183. Guo TR., Zhang GP., Zhang YH, 2007.** Physiological changes in barley plants under combined toxicity of aluminum, copper and cadmium. Colloids Surf. B., 57: 182-188.
- 184. Gupta KJ., Stoimenova M., Kaiser WM, 2005.** In higher plants, only root mitochondria, but not leaf mitochondria reduce nitrite to NO, in vitro and in situ. Journal of Experimental Botany **56**: 2601-2609

185. **Hadas A, 2004.** Seedbed Preparation: The Soil Physical Environment of Germinating Seeds. In: Handbook of Seed Physiology: Applications to Agriculture, Benech-Arnold, R.L. and R.A. Sanchez (Eds.). *Food Product Press, New York*, pp: 3-49.
186. **Hagemeyer J, 1996.** Salt. In Plant Ecophysiology. New York: John Wiley & Sons, Inc., p 176-181.
187. **Hajji M, 1980.** La responsabilité de la racine dans la sensibilité du Laurier-rose au chlorure de sodium. *Physiol. Vég.* 18 (3), p. 505–515.
188. **Halliwell B, 2006.** Reactive species and antioxidants. Redox biology is a fundamental theme of aerobic life. *Plant Physiology* 141, 312-322.
189. **Hambidge KM. and Krebs NF, 2007.** Zinc Deficiency: A Special Challenge. *Journal of Nutrition* 137, 1101-1105.
190. **Hamza M, 1977.** Action de différents régimes d'apport du chlorure de sodium sur la physiologie de deux légumineuses : *Phaseolus vulgaris* (sensible) et *Hedysarum carnosum* (tolérante). Relations hydriques et relations ioniques. Thèse d'État. Paris : Université de Paris VII, 252 p.
191. **Hänsch R and Mendel RR, 2009.** Physiological functions of mineral micronutrients (Cu, Zn, Mn, Fe, Ni, Mo, B, Cl). *Current Opinion in Plant Biology* 12, 259-266.
192. **Hanson AD., Peacock WJ., Arntzen CJ and Khush, GS, 1990.** Drought resistance in rice. *Nature* 345, 26-27.
193. **Hanson PR., Jenkins G., Westcott B, 1985.** Early generation selection in a cross of spring barley. *Z. Pflanzenzuchtg*, 83: 64-80.
194. **Haouala F., Ferjani H., Ben El Hadj S, 2007.** Effet de la salinité sur la répartition des cations (Na^+ , K^+ et Ca^{2+}) et du chlore(Cl^-) dans les parties aériennes et les racines du ray-grass anglais du chiendent. *Biotechnol. Agron. Soc. Environ.* 11(3).235-244
195. **Haouari CC., Nasraoui AH., Carrayol E., Gouia H, 2013.** Variations in α -, β -amylase and α -glycosidase activities in two genotypes of wheat under NaCl salinity stress. *Afr J Agricult Res.* 8:2038-2043.
196. **Hasegawa PM., Bressan RA., Zhu JK and Bohnert HJ, 2000.** Plant cellular and molecular responses to high salinity. *Annu. Rev. Plant Physiol. Plant Mol. Biol.* 51, 463-499.
197. **Hassan Z and Aarts MG, 2011.** Opportunities and feasibilities for biotechnological improvement of Zn, Cd or Ni tolerance and accumulation in plants. *Environ Exp Bot.* 72 : 53-63.
198. **Hassani A., Dellal A., Belkhodja M et Kaid- Harche M, 2008.** Effet de la Salinite Sur L'eau et Certains Osmolytes Chez L'orge (*Hordeum Vulgare L*) *European Journal of Scientific Research.* 23 : 61-69.
199. **Hayashi H and Murata N., 1998.** "Genetically engineered enhancement of salt tolerance in higher plants", Sato, K, Murata, N. (Eds.), *Stress Response of Photosynthetic Organisms Molecular Mechanisms and Molecular Regulation*, p.133-148

200. **He YK., Xue WX., Sun YD., Yu XH., Liu PL, 2000a.** Leafy head formation of the progenies of transgenic plants of Chinese cabbage with exogenous auxin genes. *Cell Res*, 10: 151–602.
201. **Hellali R, 2002.** Rôle du Potassium dans la physiologie de la plante, atelier sur la Gestion de la fertilisation potassique , Institut National Agronomique Tunis III- 7.
202. **Hendawy SF., Khalid KA, 2005.** Response of sage (*Salvia Officinalis* L.) plants to Zinc application under different salinity levels. *J Appl Sci Res*, 1(2): 147-155
203. **Hernandez J and Jimenez A., Mullineaux P., Sevilla F., 2000.** "Tolerance of pea plants (*Pisum sativum*) to long-term salt stress is associated with induction of antioxidant defences", *Plant Cell Environ.*, vol. 23, p.853-862
204. **Hernández JA., Ferrer MA., Jiménez A., Ros-Barceló A., Sevilla F, 2001.** Antioxidant systems and O₂-/H₂O₂ production in the apoplast of *Pisum sativum* L. leaves: Its relation with NaCl-induced necrotic lesions in minor veins. *Plant Physiol.*127 : 817–831.
205. **Hernández JA., Jiménez A., Mullineaux PM., Sevilla F, 2000.** Tolerance of pea (*Pisum sativum* L.) to long-term salt stress is associated with induction of antioxidant defences. *Plant Cell Environ.* 23, 853–862.
206. **Hernandez S., Deleu C And Larher F, 2000.** **Accumulation** de proline dans les tissus foliaire de tomate en réponse à la salinité. *Life Science*, 323 : 551-557.
207. **Hertwig B., Streb P., Feierabend J, 1992.** Light dependence of catalase synthesis and degradation in leaves and the influence of interfering stress conditions. *Plant Physiology*, 100 : 1547–1553.
208. **Hervieu B., Capone R., Abis , 2006.** The challenge posed by the cereals sector in the Mediterranean. *Ciheam analytical note*, N°9, p 14.
209. **Hotz C and Brown KH, 2004.** Assessment of the risk of Zinc deficiency in populations and options for its control. *Nutrition Bulletin* 25, 91-204.
210. **Hsiao TC., Acevedo E., Fereres E., and.Henderson DW, 1976.** Stress metabolism: Water stress, growth and osmotic adjustment. *Phil.Trans.R.Sec.London,Ser.B.* 273:479-500.
211. **Huang AHC and Cavalieri AJ, 1979.** Proline oxidase and water stress-induced proline accumulation in spinach leaves. *Plant. Physiol.*, 63 : 531-535.
212. **Hubac C and Vieira Da Silva J, 1980.** Indicateurs métaboliques de contraintes mésologiques. *Physiol. Vég.* , 18 : 45-53.
213. **Inze D et Montagu MV, 2001.** *Oxidative Stress in Plants*, CRC.
214. **IPTRID** (Programme International pour la Technologie et la Recherche en Irrigation et Drainage) 2006- Conférence électronique sur la salinisation : Extension de la salinisation et Stratégies de prévention et réhabilitation Du 6 Février au 6 Mars 2006.
215. **IPTRID, 2006.** Conférence électronique sur la salinisation. Extension de la salinisation et stratégie de prévention et réhabilitation. Pp p 2, 11.
216. **Irannejad H and Shahbazian N, 2004.** *Field crops tolerance to stress*. University of Tehran Press.

217. **Israr M., Jewell A., Kumar D and Sahi SV, 2011.** Interactive effects of lead, copper, nickel and Zinc on growth, metal uptake and antioxidative metabolism of *Sesbania drummondii*. J. Hazard. Mater., 186: 1520-1526.
218. **Iyengar ERR., Reddy MP, 1996.** Photosynthesis in high salt tolerant plants. In: Pesserkali, M. (Ed.). Hand Book of Photosynthesis. Marshal Dekker. Baten Rose, USA: 56-65.
219. **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 en **PHYSIOLOGIE VÉGÉTALE ET BIOLOGIE MOLÉCULAIRE**. Université Montpellier II. 289 p.
220. **Jabs T., Tschope M., Colling C., Hahlbrock K., Scheel D, 1997.** Elicitor-stimulated ion fluxes and O² from the oxidative burst are essential components in triggering defense gene activation and phytoalexin synthesis in parsley. Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America **94**: 4800-4805.
221. **Jain R., Srivastava S., Solomon S., Shrivastava AK., Chandra A, 2010.** Impact of excess Zinc on growth parameters, cell division, nutrient accumulation, photosynthetic pigments and oxidative stress of sugarcane (*Saccharum* spp.). Acta Physiol Plant, 32:979-986.
222. **Jain SM, 1997.** Effect of drought on chlorophyll and protein contents and enzymic activities in greening maize tissues. Water, Air and soil pollution, 93: 109-115.
223. **Jebara S., Jebara M., Limam F., Aouani ME., 2005.** Changes in ascorbate peroxidase, catalase, guaiacol peroxidase and superoxide dismutase activities in common bean (*Phaseolus vulgaris*) nodules under salt stress. Journal of Plant Physiology 162 : 929– 936.
224. **Jeejeebhoy KN, 2007.** Human Zinc Deficiency. Nutrition in Clinical Practice 22 : , 65-67.
225. **Jiang M and Zhang J, 2003.** Cross-talk between calcium and reactive oxygen species originated from NADPH oxidase in abscisic acid-induced antioxidant defence in leaves of maize seedlings. Plant Cell and Environment, **26**: 929-939.
226. **Johana Fabiola ANZALA, 2006.** Contrôle de la vitesse de germination chez le maïs (*Zea mays*) : étude de la voie de biosynthèse des acides aminés issus de l'aspartate et recherche de QTLs. Thèse de doctorat université d'Angers.
227. **John R., Ahmad P., Gadgil K., Sharma S, 2008.** Effect of cadmium and lead on growth, biochemical parameters and uptake in *Lemna polyrrhiza* L. Plant Soil Environ., 54: 262-270.
228. **Joo JH., Bae YS., Lee JS, 2001.** Role of auxin-induced reactive oxygen species in root gravitropism. *Plant Physiol*, 126 : 1055–1060.
229. **Kabata-Pendias A et Mukherjee AB, 2007.** Trace elements from Soil to Human. Berlin : Springer- Verlag.
230. **Kabata-Pendias A. and Pendias H, 2001.** Trace elements in soils and plants. CRC Press, London.

231. **Kadi Z., Adjel F., Bouzerzour H, 2010.** Analysis of the genotype x environment interaction of barley grain yield (*Hordeum vulgare* L.) under semi- arid conditions. *Adv. Environ. Biol.*, 4: 34-40.
232. **Kadri K., Maalam S., Cheikh1m.H., Benabdallah A., Rahmoune C et Ben Naceur M, 2009.** Effet du stress salin sur la germination, la croissance et la production en grains de quelques accessions tunisienne d'orge (*Hordeum vulgar* L.). *Sciences& Technologie C – N°29*. Pp . p72-79.
233. **Kameli A., Lösel DM, 1995.** Contribution of carbohydrates and other solutes to osmotic adjustment in wheat leaves under water stress. *J Plant Physiol*; 145 : 363- 369.
234. **Kawagashira N., Ohtomo Y., Murakami K., Matsubara K., Kawai J., Carninci P., Hayashizaki, Y., Kikuchi S., and Higo K, 2001.** Multiple Zinc finger motifs with comparison of plant and insects. *Genome Informatics 12 : , 368-369.*
235. **Kawano T., Kawano N., Muto S., Lapeyrie F, 2001.** Cation-induced superoxide generation in tobacco cell suspension culture is dependent on ion valence. *Plant Cell Environ*, 24: 1235-1241.
236. **Kayani SA., Narvi HH., Ting I, 1990.** Salinity effects on germination and mobilization of reserves in jojoba seed. *Crop.sc , 30, 704-708.*
237. **Kennedy BF and De Fillippis LF., 1999.** "Physiological and oxidative response to NaCl of the salt tolerant *Grevillea ilicifolia* and the salt sensitive *Grevillea arenaria*", *J. Plant Physiol.*, vol. 155: , p.746-754
238. **Khan MA and Gulzar S, 2003.** Light, salinity and temperature effects on the seed germination of perennial grasses. *Am. J. Bot ; 90(1): 131-134.*
239. **Khan MA., 2001.** "Experimental assessment of salinity tolerance of *Ceriops tagal* seedlings and saplings from the Indus delta, Pakistan", *Aquat. Bot.*, vol. 70, p. :259-268.
240. **Khedr AH., Abbas MA., Amal AW., Quick P., Gaber MA, 2003.** Proline induces the expression of salt-stress-responsive proteins and may improve the adaptation of *Pancreaticum maritimum* L. to saltstress. *J. Exp. Bot.*, 54(392): 2553-2562.
241. **Khosravinejad F., Heydary R., Farboodnia T, 2009.** Effect of salinity on organic solutes contents in barley. *Pak. J. Biol. Sci.*, 12(2): 158-162.
242. **Koussevitzky S., Suzuki N., Huntington S., Armijo L., Sha W., Cortes D., Shulaev V., Mittler R, 2008.** Ascorbate peroxidase 1 plays a key role in the response of *Arabidopsis thaliana* to stress combination. *J. Biol. Chem.*, 283 : 34197–34203.
243. **Krämer U and Clemens S, 2006.** Functions and homeostasis of Zinc, copper, and nickel in plants. In: *Molecular Biology of Metal Homeostasis and Detoxification*, pp216- 271.
244. **Kranner I and Colville L, 2011.** Metal and seeds : Biochemical and molecular implications and their significance for seed germination. *Environmental and expeimental Botany*, 72 : 93-105.
245. **Ksouri R., Wided M., Hans-Werner K and Abdelly C, 2010.** Reponses of halophytes to environmental stress with special emphasis to salinity. *Advances in Botanical Research*, 53 : 117-145.

246. **Laala Z., Oulmi A., Saraoui T., Haddad L., Nouar H., Benmahammed A., Bouzerzour H, 2010.** Effet de la sélection de la biomasse et des épis sur le rendement du blé dur (*Triticum durum Desf*) sous conditions Semi-arides. Annales de la Faculté des Sciences et Sciences de l'Ingénieur (Univ Ouargla), 4 : 56-69.
247. **Larher F., Leport L., Petrivalsky M., Chappart M., 1993.** Effectors for the osmoinduced proline response in higher plants. *Plant Physiol. Biochem.*, 31(6), 911–922.
248. **Lazzerini M, 2007.** Effect of Zinc supplementation on child mortality. *The Lancet* 370, 1194- 1195.
249. **Lefevre I., Marchal G., Correal E., Zanuzzi A and Lutts S, 2009.** Variation in reponse to heavy metals during vegetative growth in *Dormycnium pentaphyllum Scop.* *Plant Growth Regulation*, 59 : 1-11.
250. **Lepage-Degivery MT et Bulard C, 1988.** L'acid abscissique dans la régulation du développement embryonnaire et de la germination. *Bull Soc. Bot. Fr*, 4,p 19-32.
251. **Levigneron A., Lopez F., Varisuyt G., Berthomien P., Casse-Delbar T., 1995.** Les plantes face au stress salin. *Cahier d'agriculture*. (4): 263-273.
252. **Levine A., Tenhaken R., Dixon R., Lamb C, 1994.** H₂O₂ from the Oxidative Burst Orchestrates the Plant Hypersensitive Disease Resistance Response. *Cell* **79**: 583-593.
253. **Levitt J, 1980.** Salt and ion stress. In Levitt J. (eds). *Response of plant to environmental stresses*. Vol II, water radiation, salt and others stresses. New York: Academic Press, p. 365–406.
254. **Levy Y., Shalhevet J, 1990.** Ranking the salt tolerance of citrus rootstocks, by juice analysis. *Sci. Hort.* 45 : 89–98.
255. **Li P., Banjade S., Cheng HC., Kim S., Chen B., Guo L., Llaguno M., Hollingsworth JV., King DS, Banani SF, 2012.** Phase transitions in the assembly of multivalent signalling proteins. *Nature*, 483 : 336–340
256. **Lichtenthaler HK and Wellburn AR, 1985.** Determination of total carotenoids and chlorophylls a and b of leaf in different solvents. *Biochem. Soc. T*, 11 : 591-592.
257. **Lin CC and Kao CH, 2001.** Cell wall peroxidase activity, hydrogen peroxide level and NaCl-inhibited root growth of rice seedlings. *Plant Soil*, 230:135-143.
258. **Lin F., Ding HD., Wang JX., Zhang H., Zhang AY., Zhang Y., Tan MP., Dong W., Jiang MY, 2009.** Positive feedback regulation of maize NADPH oxidase by mitogen-activated protein kinase cascade in abscisic acid signalling. *Journal of Experimental Botany* **60**: 3221-3238.
259. **Lin L, Zhong SH, Cui XF, Li JM, He ZH, 2012.** Characterization of temperature-sensitive mutants reveals a role for receptor-like kinase SCRAMBLED/STRUBBELIG in coordinating cell proliferation and differentiation during *Arabidopsis* leaf development. *Plant J*, 72(5):707–720.
260. **Liszkay A., Kenk B & Schopfer P, 2003.** Evidence for the involvement of cell wall peroxidase in the generation of hydroxyl radicals mediating extension growth. *Planta*, 217: 658-667.

261. **Liu Chun-ming., Xu Zhi-hong., Chua Nam-hai, 1993.** Auxin polar transport is essential for the establishment of bilateral symmetry during early plant embryogenesis. *Plant Cell*, 5: 621–630.
262. **Liu PP., Montgomery TA., Fahlgren N., Kasschau KD., Nonogaki H., Carrington JC, 2007.** Repression of AUXIN RESPONSE FACTOR10 by microRNA160 is critical for seed germination and post-germination stages. *Plant J*, 52(1):133–146.
263. **Loggini, et al., 1999 in Youbi, M., 2005.** Effets de deux fongicides Artea et Punch nouvellement introduits en Algérie sur la physiologie et le métabolisme respiratoire du blé dur (*Triticum durum* Desf). Thèse de Magister de l'Université Badji Mokhtar de Annaba.
264. **Longstreth DJ. and Nobel PS, 1979.** "Salinity effects on leaf anatomy", *Plant Physiol.*, vol. 63: , p.700-703.
265. **Loué A, 1993.** Oligo-éléments en agriculture. Ed. Nathan (ed), 45-177.
266. **Lu, CM., Qiu NW., Lu QT., Wang BS Kuang TY, 2002.** "Does salt stress lead to increased susceptibility of photosystem II to photoinhibition and changes in photosynthetic pigment composition in halophyte *Suaeda salsa* grown outdoors?", *Plant Sci.*, vol. 163, , p.: 1063-1068.
267. **Lugan Raphaël, 2008.** Phénotypage métabolique des réponses aux stress abiotiques chez *Arabidopsis thaliana*. Analyse fonctionnelle et intégrative du métabolisme THESE Doctorat L'UNIVERSITE DE RENNES (1).
268. **Luo CL., Shen ZG., Li X.D., Baker AJM, 2006.** Enhanced phytoextraction of Pb and the other metals from artificially contaminated soils through the combined application of EDTA and EDDS. *Chemosphere*, 63:, 1773-1784.
269. **Lutts S., Kinet JM., Bouharmont J, 1996.** Effects of salt stress on growth, mineral nutrition and proline accumulation in relation to osmotic adjustment in rice (*Oryza sativa* L.) cultivars differing in salinity resistance. *Plant Growth Regulation*, 19: 207– 218.
270. **Ma G., Li Y., Du S., Kok FJ., and Yang X, 2007.** Assessment of intake inadequacy and food sources of Zinc of people in China. *Public Health Nutrition* 10, : 848-854.
271. **Maillard J, 2001.** Le point sur l'Irrigation et la salinité des sols en zone aride : Risques et Recommandations. Handicap International. Novembre 2001. Pp 35.
272. **Mairon Y et Geslot A, 1987.** Etude expérimentale des conditions de la germination in vitro des semences de *Jasminum fruticans* ecol medit11 (3), p 1- 9.
273. **Majeed A., Nisar MF., Hussain K, 2010.** Effect of saline culture on the concentration of Na⁺, K⁺ and Cl⁻ in *Agrostis tolonifera*. *Current Research Journal of Biological Sciences* 2, 76–82.
274. **Malek – Maalej E., Boulasenem F., Bensalem M, 1998.** Effet de salinité sur la germination de graines des céréales cultivée en tunisie. *Cahier Agricultures*. 7, 153- 156.
275. **Mammadov JA, 1999.** Evaluation of drought and salt resistance during the germination of selected durum wheat lines. *Turkish J. of biology*. 23 : 177-186.
276. **Marambe B and Ando T, 1995.** Physiological basis of salinity tolerance of sorghum seeds during germination. *J. Agron. Crop Sci* ; 174 (5), 291- 296.

277. **Marichali A., Dallali S., Ouerghemmi S., Sebei H., Hosni K, 2014.** Germination, morpho-physiological and biochemical responses of coriander (*Coriandrum sativum* L.) to Zinc excess. *Industrial Crops and Products*, 55 :248-257.
278. **Marschner H, 1995.** Mineral Nutrition of Higher Plants. 889p., London.
279. **Martínez-Fernández M., Barciela-Alonso MC., MoredaPiñeiro A., Bermejo-Barrera P, 2011.** Matrix solid phase dispersion-assisted BCR sequential extraction method for metal partitioning in surface estuarine sediments. *Talanta*, 83 : 840–849.
280. **Mazliak R., 1981.** Physiologie végétale, nutrition et métabolisme. Ed. Hermann. Paris. Pp 349.p
281. **McNeil SD., Nuccio ML and Hanson AD, 1999.** Betaines and related osmoprotectants. Targets for metabolic engineering of stress resistance. *Plant Physiol.* 120, 945-949.
282. **Mekhlouf A., H. Bouzerzour A., Benmahammed., A. Hadj Sahraoui., A. Harkati, 2006.** Adaptation des variétés de blé dur (*Triticum durum* Desf.) au climat semi-aride. *Sécheresse*, 17 : 507-513.
283. **Menad A., Meziani N., Bouzerzour H., Benmahammed, 2011.** Analyse de l'interaction génotype x milieu du rendement de l'orge (*Hordeum vulgare* L.) : application des modèles AMMI et la régression conjointe. *Nature & Technology (Université Chlef)* 5 : 99-106.
284. **Mermoud A, 2006.** Cours de physique du sol : Maîtrise de la salinité des sols. Ecole polytechnique fédérale de Lausanne, pp 23.
285. **Mervat Sh. Sadak and Hisham AM Mostafa, 2015.** Physiological role of pre-sowing seed with proline on some growth, biochemical aspects, yield quantity and quality of two sunflower cultivars grown under seawater salinity stress. *Sci. Agri.* 9 (1): 60-69
286. **Meziani N., Bouzerzour H., Benmahammed A., Menad A., Benbelkacem, 2011.** Performance and adaptation of Barley genotypes (*Hordeum vulgare* L.) to diverse locations. *Advances in Environmental Biology*, 5: 1465-1472.
287. **Mezni M., Albouchi A., Bizid E., Hamza M, 2002.** Effet de la salinité des eaux d'irrigation sur la nutrition minérale chez trois variétés de luzerne pérenne (*Medicago sativa*) .*Agronomie*. 22: 283-291.
288. **Michael PI., Krishnaswamy M, 2011.** The effect of Zinc stress combined with high irradiance stress on membrane damage and antioxidative response in bean seedlings. *Environmental and Experimental Botany*, 74 : 171– 177.
289. **Miller RW and Donahue RL, 1995.** Soils in Our Environment, Seventh Edition. Prudence Hall, Englewood, Cliffs, NJ. p. 323.
290. **Missra S., Kemode A., Bewley Jd, 1984.** Maturation drying as the switch that terminates seed development and promotes germination in molecular form and function of the plant genome. *Plenum New York Van Volten Dating Croot And Hall* Edi. p113 128.
291. **Mitsuya S., Takeoka Y., Miyake H, 2000.** "Effects of sodium chloride on foliar ultrastructure of sweet potato (*Ipomoea batatas* Lam.) plantlets grown under light and dark conditions in vitro", *J. Plant Physiol.*, vol. 157: , p.661-667.

- 292. Mittova V., Guy M., Tal, M., Volokita M, 2004.** Salinity up-regulates the antioxidative system in root mitochondria and peroxisomes of the wild salt-tolerant tomato species *Lycopersicon pennellii*. *J. Exp. Bot.*, 399 : 1105–1113.
- 293. Mittova V., Volokita M., Guy M, 2015.** Antioxidative systems and stress tolerance: Insight from wild and cultivated tomato species. In *Signaling and Communication in Plants. Reactive Oxygen and Nitrogen Species Signaling and Communication in Plants*; Gupta, K.J., Igamberdiev, A.U., Eds.; Springer International Publishing Switzerland: Springer Cham Heidelberg, Germany; New York, NY, USA; Dordrecht, The Netherlands; London, UK, 23 : 89–131.
- 294. Mittova V., Tal M., Volokita, M., Guy M, 2003.** Up-regulation of the leaf mitochondrial and peroxisomal antioxidative systems in response to salt-induced oxidative stress in the wild salt-tolerant tomato species *Lycopersicon pennellii*. *Plant Cell Environ.*, 26 : 845–856.
- 295. Monnet F., Vaillant N., Hitmi A., Coudret A., Sallanon H, 2001.** Endophytic *Neotyphodium lolii* induced tolerance to Zn stress in *Lolium perenne*. *Physiologia Plantarum* 113: 557-563.
- 296. Monneveux P and Thys D, 1997.** La génétique face au problème de la tolérance des plantes cultivées à la sécheresse: espoirs et difficultés. *Cahiers Sécheresse*, 8 (1): 29-37.
- 297. Monneveux Ph and Nemmar M, 1986.** Contribution à l'étude de la résistance à la sécheresse chez le blé tendre et le blé dur ; étude de l'accumulation de la proline au cours de cycle de développement. *Agronomie*, 6 : 583-590.
- 298. Morant-Manceau A., Pradier E., Tremblin G, 2004.** Osmotic adjustment, gas exchanges and chlorophyll fluorescence of a hexaploid triticale and its parental species under salt stress. *J. Plant Physiol.* 161 : 25–33
- 299. Morgan JM, 1984.** Osmoregulation and water in higher plants. Wheat conference 2-9 May, Rabat, Morocco. *Annu Rev Plant Physiol*; 35 : 299-319.
- 300. Morris CF., Mueller DD., Faubion JM., Paulsen GM, 1988.** Identification of l-tryptophan as an endogenous inhibitor of embryo germination in white wheat. *Plant Physiol*, 88(2):435–440.
- 301. Morris LC., Thompson JF and Johnson CM, 1969.** Metabolism of glutamic and N-acetyl glutamic E. H. Tahri & al. – Effet d'un stress osmotique sur l'accumulation de proline... 87 acid in leaf discs and cell-free extracts of higher plants. *Plant Physiol.*, 44 : 1023-1026.
- 302. Mrani Alaoui M., El Jourmi L., Ouarzane A., Lazar S., El Antri S., Zahouily M., et Hmyene A, 2013.** Effet du stress salin sur la germination et la croissance de six variétés marocaines de blé. *J. Mater. Environ. Sci* ; 4 (6), 997-1004.
- 303. Munns R, 2002.** Comparative physiology of salt and water stress; *Plant, Cell and environment* 25, p239–250.
- 304. Munns R., Greenway H., Delane R., Gibbs J, 1982.** Ion concentration and carbohydrate status of the elongating leaf tissue of *Hordeum vulgare* growing at high external NaCl: II. Cause of the growth reduction. *J Exp Bot.* 33:574–583.

305. **Nakano Y and Azada K, 1987.** Purification of ascorbate peroxidase in spinach chloroplasts: its inactivation in ascorbate depleted medium and reactivation by monodehydroascorbate radical. *Plant Cell Physiol*, 28: 131-140.
306. **Navarro AR., Rubio F, 2006.** High-affinity potassium and sodium transport systems in plants. *Journal of Experimental Botany*, 57(5): 1149-1160.
307. **Ndiaye et al. J. Appl. Biosci. 2014.** Effets du stress salin sur la germination des grains de *Gossypium hirsutum* L. *Journal of Applied Biosciences*, 80(1), 7081-7092.
308. **Ndour P et Danthu P, 2000.** Effet des contraintes hydrique et saline sur la germination de quelques acacias africain. *Projet National de Semences Forestières du Sénégal*. Pp 11 p.
309. **Ni Di-an., Yu Xiao-hong., Wang Ling-jian., Xu Zhi-hong, 2002.** Aberrant development of pollen in transgenic tobacco expressing bacterial *iaaM* gene driven by pollen and tapetum-specific promoters. *Acta Exp Sinica*, 35: 1–6.
310. **Nimbalkar JD., Joshi GV, 1975.** Effect of increasing salinity on germination, growth and mineral metabolism of sugarcane var. co. 740. *J. Biol. Sci.* 18, p.: 55–63.
311. **Nishimura M., Hayashi M., Kato A., Yamaguchi K., Mano S, 1996.** Functional transformation of microbodies in higher plant cells. *Cell Struct Funct* **21**: 387-393.
312. **Nouri L, 2002.** Ajustement osmotique et maintien de l'activité photosynthétique chez le blé dur (*Triticum durum* Desf.), en conditions de déficit hydrique. Thèse de magister en Biologie Végétale, pp: 4-16.
313. **Nyathi Y., Baker A, 2006.** Plant peroxisomes as a source of signalling molecules. *Biochimica Et Biophysica Acta-Molecular Cell Research* **1763**: 1478-1495.
314. **Ober ES and Sharp RE, 1994.** Proline accumulation in maize (*Zea mays* L.) primary roots at low water potentials. *Plant. Physiol.*, 105 : 981-987.
315. **OCDE/Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture (2014),** Perspectives agricoles de l'OCDE et de la FAO 2014, Éditions OCDE.
316. **Oertli JJ., 1976.** The states of water in the plant. In: O.L. Lange, L Kappen, and E.D. Schuize (eds.). *Water and Plant Life: Problems of Modern Approaches*. Springer-Verlag, Berlin, BRD. Pages 32-41.
317. **Othman Y., Al-Karaki G., Al-Tawaha AR and Al-Horani A, 2006.** Variation in germination and ion uptake in barley genotypes under salinity conditions. *World J. Agric. Sci.*, 2 : 11-15.
318. **Ottow E., Brinker M., Fritz E., Teichmann T., Kaiser W., Brosche M., Kangasjarvi J., Jiang X., Polle A, 2005.** *Populus euphratica* Displays Apoplastic Sodium Accumulation, Osmotic Adjustment by Decreases in Calcium and Soluble Carbohydrates, and Develops Leaf Succulence under Salt Stress 1. *Plant Physiology*, Vol. 139 : 1762–1772.
319. **Ottow EA., Brinker M., Teichman T., Fritz E., Kaiser W., Broské M., Kangasjärvi Jiang X., Polle A., 2005.** *Populus euphratica* Sodium Accumulation, osmotic adjustment by decreases in develops leaf succulence under salt stress. *Plant Physiology*, 139 : 1762-1772.

320. **Ouerghi Z., Zid E., Hadji M., Soltani A, 2000.** Comportement physiologique du blé dur (*Triticum durum* L.) en milieu salé. In ROYO C., NACHIT MM., DIFONZO N., ARAUS JL., (eds). Durum wheat improvement in the mediterranean region: New challenges: l'amélioration du blé dur dans la région méditerranéenne: Nouveaux défis. Zaragoza: CIHEAM. IAMZ: 309-313.
321. **Ould El Hadj-Khelil A, 2001.** Contribution à l'étude de réponses métaboliques de la tomate à la salinité. Thèse de doctorat en Science de la Vie et de l'Environnement, Université de Rennes-I (France). Pp 117.
322. **Ozdener Y and Aydin BK, 2010.** The effect of Zinc on the growth and physiological and biochemical parameters in seedlings of *Eruca sativa* (L.) (Rocket) Acta Physiol Plant. 32 : 469–476.
323. **Ozdener Y., Kutbay HG, 2009.** Toxicity of copper, cadmium, nickel, lead and Zinc on seed germination and seedling growth in *Eruca sativa*. Fresen Environ Bull, 18:26-31.
324. **Parida AK., Das AB, 2005.** Salt tolerance and salinity effects on plants: a review. Exotoxicol Environ Safe, 60: 324-349.
325. **Peer WA., Baxter IR., Richards EL., Freeman JL., and Murphy AS, 2005.** Phytoremediation and hyperaccumulator plants. In: Molecular Biology of Metal Homeostasis and Detoxification (ed Tamas, M. J. and Martinoia, E.). p 299-340, Heidelberg.
326. **Pincemail J., Meurisse M., Limet R. et Defraigne JO, 1999.** Mesure et utilisation des antioxydants en médecine humaine MEDISPHERE, 1-4.
327. **Pitzschke A., Forzani C et Hirt H, 2006.** Reactive oxygen species signaling in plants." Antioxidant Redox Signal 8(9-10), 1757-64.
328. **Planchet E., Gupta KJ., Sonoda M., Kaiser WM, 2005.** Nitric oxide emission from tobacco leaves and cell suspensions: rate limiting factors and evidence for the involvement of mitochondrial electron transport. Plant Journal 41: 732-743.
329. **Popko J., Hänsch R., Mendel R., Polle A., Teichmann T, 2010.** The role of abscisic acid and auxin in the response of poplar to abiotic stress. Plant Biol, 12: 242–258.
330. **Potters G., De Gara L., Asard H et Horemans N, 2002.** Ascorbate and glutathione: guardians of the cell cycle, partners in crime. Plant Physiology and Biochemistry 40(6-8), 537-548.
331. **Prasad KVS.K., Paradha SP., Sharmila P, 1999.** Concerted action of antioxidant enzymes and curtailed growth under Zinc toxicity in *Brassica juncea*. Environmental and Experimental Botany, 42: 1–10.
332. **Radhouane L, 2008.** Effet du stress salin sur la germination, la croissance et la production en grains chez quelques écotypes de mil (*Pennisetum glaucum* (L.) R. Br.) autochtones de Tunisie. Biologie et pathologie végétales. C. R. Biologies. SCIENCE DIRECT. 331, 278–286. ELSEVIER.
333. **Rahmoune C., Maalem S., Kadri K., et Ben Naceur M, 2008.** Etude de l'utilisation des eaux fortement salées pour l'irrigation des plantes du genre *Atriplex* en zones semi arides. Revue des régions arides. Vol. 2, no21, pp. 924-929.

- 334. Rahmoune C., Seridi R., Ben Nacer M, Paul R, 2004.** Etude de la cinétique de désorption du cadmium à partir de racines intactes de pois (*Pisum sativum* L.) cultivé en milieu hydroponique enrichi en Zinc. *Revue Sciences et Technologie* 21 : 39-43.
- 335. Ramaih S., Guedira M., Paulsen GM, 2003.** Relationship of indoleacetic acid and tryptophan to dormancy and preharvest sprouting of wheat. *Funct Plant Biol*, 30(9):939–945.
- 336. Rasanen LA, 2002.** Biotic and abiotic factors influencing the development of N₂-fixing symbioses between rhizobia and the woody legumes *Acacia*.
- 337. Rashotte AM., Brady SR., Reed RC., Ante SJ., Muday GK, 2000.** Basipetal auxin transport is required for gravitropism in root of Arabidopsis. *Plant Physiol*, 122: 481–490.
- 338. Rastoin JL et Benabderrazik E, 2014.** Céréales et oléoprotéagineux au Maghreb Pour un codéveloppement de filières territorialisées. l'Institut de prospective économique du monde méditerranéen (Ipemed).
- 339. Rayapati PJ and Stewart CR, 1991.** Solubilization of proline dehydrogenase from maize (*Zea mays* L.) mitochondria. *Plant Physiol.*, 95 : 787-791.
- 340. Reddy PS and Veeranjanyulu K, 1991.** Proline metabolism in senescing leaves of horsgram (*Macrotyloma uniflorum* Lam.). *J. Plant. Physiol.*, 137 : 381-383.
- 341. Redmann RE, 1974.** Osmotic and specific ion effects on the germination of alfalfa. *Canadian Journal of Botany* 52, 803–808.
- 342. Remon E, 2006.** Tolérance et accumulation des métaux lourds par la végétation spontanée des friches métallurgiques : vers de nouvelles méthodes de bio-dépollution. Université Jean Monnet, Saint Etienne.
- 343. Rengel Z, 1999.** Heavy Metals as Essential Nutrients. In: Prasad, M.N.V. & Hagemayer, J. (Eds.). *Heavy metal stress in plants: From molecules to ecosystems*. Springer-Verlag, Berlin, pp. 231-251.
- 344. Rhodes D and. Hanson AD, 1993.** Quaternary ammonium and tertiary sulfonium compounds in higher plants. *Annu. Rev. Plant Physiol. Plant Mol. Biol.* 44, 357-384.
- 345. Richards RA, Rebtzke GJ., Van Herwaardlen AF., Dugganb BL., Condon AG, 1997.** Improving yield in rainfed environments through physiological plant breeding. *Dryland Agriculture*, 36: 254-266.
- 346. Richards RA., Walt M., Rebetzke GJ, 2007.** Physiological traits and cereal germplasm for sustainable agricultural systems. *Euphytica*, 154: 409-425.
- 347. Robert M and Juste C, 1999.** Dynamique des éléments traces de l'écosystème sol. In Club CRIN Environnement et Ministère de l'environnement. *Spéciation des métaux dans le sol*. Paris: CRIN.
- 348. Romeroaranda R., Soria, T., Cuartero, J., 2001.** "Tomato plant—water uptake and plant–water relationships under saline growth conditions", *Plant Sci.*, vol. 160, , p.265-272
- 349. Royo C., Aparicio N., Blanco R., Villegas D, 2004.** Leaf and green area development of durum wheat genotypes grown under Mediterranean conditions, *Europ. J. Agronomy* ; 20 : 419–430

350. **Roza Gholamin and Majid Khayatnezhad, 2011.** The Effects of water and salt stresses on germination in two bread wheat genotypes African Journal of Biotechnology ; 10(77) : 17805-17811.
351. **Ruiz D., Martinez V., Cerda A, 1999.** Demarcating specific ion (NaCl, Cl⁻, Na⁺) and osmotic effects in the response of two Citrus rootstocks to salinity. Sci. Hort. 80 : 213–224.
352. **Rush DW et Epstein E, 1981.** Breeding and selection for salt-tolerance by incorporation of wild germplasm into a domestic tomato. J. Amer. Soc. Hort. Sci. (106): 699-704.
353. **Saboury AA et Karbassi F, 2000.** Thermodynamic studies on the interaction of calcium ion with alpha-amylase-thermochemical. Actinomycetol ; 362: 121-129.
354. **Sacher RF., Staples RC., and. Robinson RW, 1983.** Ion regulation and response of tomato to sodium chloride: A homeostatic system. J. Amer.Soc. Hort. Sci. 108:566-569.
355. **Sagi M and Fluhr R, 2006.** Production of reactive oxygen species by plant NADPH oxidases. Plant Physiology **141**: 336-340.
356. **Sairam RK. and Tyagi A, 2004.** Physiology and molecular biology of salinity stress tolerance in plants. Review article. Current science 86 (3): 407.
357. **Sairam RK., Tyagi A, 2004.** Physiology and molecular biology of salinity stress tolerance in plants. Curr. Sci., 86: 407–421.
358. **Sanchez FJ., Manzanares M., De Andres EF., Tenorio JL., Ayerbe L, 1998.** Maintenance, osmotic adjustment and soluble sugar and proline accumulation in 49 pea cultivars in response to water stress. Field Crops Res; 59 : 225-235.
359. **Sanita Di Toppi L., Gabbrielli R., 1999.** Response to cadmium in higher plants. Environmental and Experimental Botany 41, 105-130.
360. **Schutzendubel A et Polle A, 2002.** Plant responses to abiotic stresses: heavy metalinduced oxidative stress and protection by mycorrhization. Journal of Experimental Botany 53(372), 1351-1365.
361. **Scikh And Mahmood, 1986.** Some studies on field distribution and seed germination of sueada fructicosa and sporobolus arabicus with reference to salinity and sodicity of the medium plant and soil ; 93 : 333- 340.
362. **Scofield T., Evans J., Cook MG et Wardlaw IF, 1988.** Factors influencing the rate and duration of grain filling in wheat. Aust.J.Plant physiol, 4: 785-797.
363. **Servais S, 2004.** Altération mitochondriale et stress oxydant pulmonaire en réponse à l'ozone: Effets de l'age et d'une supplémentation en oméga-3. Thèse doctorat, Université Claude bernard- Lyon 1, France, pp 19-35.
364. **Sharma ML, 1973.** Simulation of drought and its effect on germination of five Pasture species. Agro. J., 65 : 982-987.
365. **Sharma P., Jha AB.,Dubey RS., Pessaraki M, 2012.** Reactive oxygen species, oxidative damage, and antioxidative defense mechanism in plants under stressful conditions. *J. Bot.*

- 366. Sharma RC., Smith EL, 1986.** Selection for high and low harvest index in winter wheat populations. *Crop Sci*, 26 : 1147-1150.
- 367. Sharma RK., Agrawal M and Agrawal SB, 2010.** Physiological, biochemical and growth response of lady's finger (*Abelmoschus esculentus* L.) plants as affected by Cd contaminated soil. *Bull. Environ. Contam. Toxicol.*, 84 : 765-770.
- 368. Sharma SS and Dietz KJ, 2006.** The significance of amino acids and amino acid-derived molecules in plant responses and adaptation to heavy metal stress. *J Exp Bot*, 57:711–726
- 369. Siddiqui MH., Mohammad F., Khan MA., Al-Whaibi MH, 2011.** Cumulative effect of nitrogen and sulphur on *Brassica juncea* L. genotypes under NaCl stress. *Protoplasma*, 249 : 139–153.
- 370. Siddiqui ZS, 2013.** Effects of double stress on antioxidant enzyme activity in *Vigna radiata* (L.) Wilczek. *Acta Bot. Croat.* 72 (1) : 145–156.
- 371. Siddiqui ZS., Khan MA., Beomgi K., Huang JS., Kwon TR, 2008.** Physiological response of Brassica napus genotypes in combined stress. *Plant Stress* 2 : 78–83.
- 372. Simon-Plas F., Elmayan T., Blein JP, 2002.** The plasma membrane oxidase NtrbohD is responsible for AOS production in elicited tobacco cells. *Plant Journal* 31: 137-147.
- 373. Simonsen F, 2005.** Analysteknik - Instrument och metoder. Lund: Studentlitteratur.
- 374. Singh OV., Labana S., Pandey G., Budhiraja R., and Jain RK, 2003.** Phytoremediation: an overview of metallic ion decontamination from soil. *Appl. Microbiol. Biotechnol.* 61, 405-412.
- 375. Singh TN., Paleg LG., Aspinall D, 1973.** Nitrogen metabolism and growth in barley plant during water stress. *Aust. J. Biol. Sci.*, 26 : 45-56.
- 376. Skiredj A, 2005.** Besoins des plantes en eau et en Aliments nutritifs. Département d'horticulture. IAV Hassan II. Rabat. Maroc. PP 1-12.
- 377. Slama F, 1986.** L'effet de chlorure de sodium sur la croissance et la nutrition minérale de six espèces de plantes cultivées. *Agronomie tropicale* : 21-26.
- 378. Smirnoff N., Foyer C., Dietz K., Mittler R., Feierabend J., Grace S., Desikan R., Jones M., Vreeburg R., Logan B et Jaspers P, 2005.** Antioxidants and Reactive Oxygen Species in Plants, Blackwell publishing.
- 379. Snoussi SA., Abdul Hussain KH and Abdul Hussain MS, 2005.** Dynamics of absorption of some biogenics salts at tomato and bean plant cultivated in saline medium. Original paper. *Journal of Central European Agriculture* 6 (2): 151-156.
- 380. Sobhanian H., Aghaei K., Komatsu S, 2011.** Changes in the plant proteome resulting from salt stress: Toward the creation of salt-tolerant crops? *J. Proteomics*, 74 : 1323–1337.
- 381. Sofo A., Scopa A., Nuzzaci M., Vitti A, 2015.** Ascorbate Peroxidase and Catalase Activities and Their Genetic Regulation in Plants Subjected to Drought and Salinity Stresses. *int. J. Mol. Sci*, 16:13561-13572
- 382. Sommer AL and Lipman CB, 1926.** Evidence on the indispensable nature of Zinc and boron for higher green plants. *Plant Physiology* 1, 231-249.

- 383. Souguir D, 2009.** Modification métaboliques, moléculaires et génotoxicité induites par le cadmium chez *Vicia Faba*. Thèse de Doctorat. Université de Carthage, pp 238.
- 384. Stein A.J., Nestel P., Meenakshi J.V., Qaim M., Sachdev H.P.S., Bhutta, Z.A., 2007.** Plant breeding to control Zinc deficiency in India: how cost-effective is biofortification? *Public Health Nutrition* 10, 492-501.
- 385. Stewart C.R., Boggess F., Aspinall D., Paleg I.G., 1977.** Inhibition of proline oxidation by water stress. *Plant Physiol.*, 59 : 930-932.
- 386. Taffouo V.D., Wamba F.O., Youmbi E., Nono G.V., Amougou A, 2010.** Growth, yield, water status and ionic distribution response of three bambara groundnut (*Vigna subterranea* (L.) Verdc.) landraces grown under saline conditions. *Int. J. Bot.* 6(1): 53-58.
- 387. Tahri E.H., Belabed A., Sadki K., 1998.** Effet d'un stress osmotique sur l'accumulation de proline, de chlorophylle et des ARNm codant pour la glutamine synthétase chez trois variétés de blé dur (*Triticum durum*). *Bulletin de l'Institut Scientifique.*, Rabat, 21: 81-87.
- 388. Taie H.A.A., Abdelhamid M.T., Dawood M.G., Nassar R.M.A., 2013.** Pre-sowing Seed Treatment with Proline Improves some Physiological, Biochemical and Anatomical Attributes of Faba Bean Plants under Sea Water Stress *Journal of Applied Sciences Research*, 9(4): 2853-2867.
- 389. Taiz L and E Zeiger 1998.** *Plant Physiology*. Sinauer Associates, Inc., Publishers, Massachusetts. 792 pages.
- 390. Tal M., Rosenthal I, 1979.** Salt tolerance in *Simmondria chenensis* water balance and accumulation of chloride sodium and proline under low and high salinity. *Ann. Bot.*, 34, pp. 701-708.
- 391. Tavallali V., Rahemi M., Eshghi S., Kholdebarin B., Ramezani A, 2010.** Zinc alleviates salt stress and increases antioxidant enzyme activity in the leaves of pistachio (*Pistacia vera* L. 'Badami') seedlings. *Turk J Agric For*, 34: 349-359.
- 392. Tayefi-Nasrabadi H., Dehghan D., Daeihassani B., Movafegi A and Samadi A, 2011.** Some biochemical properties of guaiacol peroxidases as modified by salt stress in leaves of salt tolerant and salt-sensitive safflower (*Carthamustinctorius* L. cv.) cultivars. *Afri. J. Biotech.*, 10: 751-763.
- 393. Tennstedt P., Peisker D., Bottcher C., Trampczynska A., and Clemens S, 2009.** Phytochelatin synthesis is essential for the detoxification of excess Zinc and contributes significantly to the accumulation of Zinc. *Plant Physiology* 149, 938-948.
- 394. Tester M and Bacic A , 2005.** Abiotic stress tolerance in grasses. From model plants to crop plants. *Plant Physiol.* 137: 791-793.
- 395. Thounaojam T.C., Panda P., Mazumdar P., Kumar D., Sharma G.D., Sahoo L, 2012.** Excess copper induced oxidative stress and response of antioxidants in rice. *Plant Physiol Biochem.* 53:33-39
- 396. Tisdal S.L., Nelson W.L and Beaton J.D, 1985.** *Soil fertility and fertizes*. Edition. Macmillars publ-isiting company. New York.

397. **Todeschini V., Lingua G., D'Agostino G., Carniato F., Roccotiello E., Berta G, 2011.** Effects of high Zinc concentration on poplar leaves: a morphological and biochemical study. *Environ. Expt. Bot.* 71 : 50–56.
398. **Torres MA and Dangl JL, 2005.** Functions of the respiratory burst oxidase in biotic interactions, abiotic stress and development. *Current Opinion in Plant Biology* **8**: 397-403.
399. **Tripathi BN and Gaur JP, 2004.** Relationship between Copper and Zinc-induced oxidative stress and proline accumulation in *Scenedesmus* sp. *Planta*, 219: 397-404.
400. **Troll W and Lindsey G, 1955.** A photometric method for the determination of proline. *J Biol Biochem*, 215 : 655-660.
401. **Tuna AL., Kaya C., Altunlu H., Ashraf M, 2013.** Mitigation effects of non-enzymatic antioxidants in maize (*Zea mays* L.) plants under salinity stress. *Aust. J. Crop Sci.*, 7 : 1181–1188.
402. **Turan MA., Turkmen N., Taban N, 2007.** Effect of NaCl on stomatal resistance and proline, chlorophyll, Na, Cl and K concentrations of lentil plants. *J. Agron* ; 6(2): 378-381.
403. **Turner NC., Wright GC and Siddique KHM, 2000.** Adaptation of grain legumes (pulses) to water-limited environments. *Adv. Agron.* 71, 193-231.
404. **Upadhyay R and Panda SK 2010.** Zinc reduces copper toxicity induced oxidative stress by promoting antioxidant defense in freshly grown aquatic duckweed *Spirodela polyrhiza* L. *J Hazard Mater* 175:1081– 1084
405. **Ussl Staff, 1954.** Diagnosis and Improvement of Saline and Alkali soils. U.S.D.A. Handbook No.60.
406. **Van Assche F., Clijsters H, 1990.** Effects of metals on enzyme activity in plants. *Plant, Cell and Environment*, 13 : 195–206.
407. **Van Breusegem F., Vranova E., Dat JF et Inze D, 2001.** The role of active oxygen species in plant signal transduction. *Plant Science* 161(3), 405-414.
408. **Van der Zaal BJ., Neuteboom, LW., Pinas JE., Chardonens AN., Schat H., Verkleij JAC., and Hooykaas PJJ, 1999.** Overexpression of a Novel Arabidopsis Gene Related to Putative Zinc-Transporter Genes from Animals Can Lead to Enhanced Zinc Resistance and Accumulation. *Plant Physiology* 119, 1047-1056.
409. **Verma S and Dubey RS, 2001.** Effect of cadmium on soluble sugars and enzymes of their metabolism in rice. *Biologia Plantarum*, 44: 117-123.
410. **Walker RR., Torokfalvy E., Downton JS, 1982.** Photosynthetic responses of the Citrus varieties Rangpur lime and Etrog citron to salt treatment. *Aust. J. Plant Physiol* ; 9 : 783–790
411. **Wang DF., Gao C., and Chen, FR, 2007.** Characteristics of Zinc distribution in soil-rape system in the vicinity of Tongling mining area, China. *Journal of Agro-Environment Science* 26, 1347-1351.
412. **Wang Y and Nil N, 2000.** Changes in chlorophyll, ribulose biphosphate carboxylase–oxygenase, glycine betaine content, photosynthesis and transpiration in *Amaranthus tricolor* leaves during salt stress. *J. Hort. Sci. Biotechnol.* 75, 623–627.

413. **Weber M., Harada E., Vess C., Roepenack-Lahaye E., and Clemens S, 2004.** Comparative microarray analysis of *Arabidopsis thaliana* and *Arabidopsis halleri* roots identifies nicotianamine synthase, a ZIP transporter and other genes as potential metal hyperaccumulation factors. *The Plant Journal* 37, 269-281.
414. **Weimberg, R. 1986.** Growth and solute accumulation in 3-week-old seedlings of *Agropyron elongatum* stressed with sodium and potassium salts. *Physiol. Plant.*, 67, 129-135.
415. **Weisany W., Sohrabi Y., Heidari G., Siosemardeh A., Golezani KG, 2012.** Changes in antioxidant enzymes activity and plant performance by salinity stress and Zinc application in soybean (*Glycine max* L.). *Plant Omics Journal*, 5(2):60-67.
416. **Wormuth D., Heiber I., Shaikali J., Kandlbinder A., Baier M et Dietz KJ, 2007.** Redox regulation and antioxidative defence in *Arabidopsis* leaves viewed from a systems biology perspective. *Journal of Biotechnology* 129(2), 229-248.
417. **Xiaoning Li, Yang Yingli, Zhang Jin, Jia Linyun, Li Qiaoxia, Zhang Tengguo, 2012.** "Zinc induced phytotoxicity mechanism involved in root growth of *Triticum aestivum* L." *Ecotoxicology and environmental safety*, 86: 198-203.
418. **Xing T., Higgins VJ., Blumwald E, 1997.** Identification of G proteins mediating fungal elicitor-induced dephosphorylation of host plasma membrane H⁺-ATPase. *Journal of Experimental Botany* 48: 229-237.
419. **Xu Zhi-hong., Ni Di-an, 1999.** Modifications of leaf morphogenesis induced by inhibition of auxin polar transport. In: Altman, A. (Ed.), *Plant Biotechnology and In Vitro Biology in the 21st Century*. Kluwer Academic Publ., Dordrecht, p. 97.
420. **Yanai J., Zhao FJ., Kosaki T., McGrath SP, 2006.** Effect of soil characteristics on Cd uptake by the hyperaccumulator *Thlaspi caerulescens*, *Environmental Pollution*, 139: 167-175.
421. **Yancey PH., Clark ME., Hand SC., Bowlus RD and Somero GN, 1982.** Living with water stress: evolution of osmolyte systems. *Science*. 217, 1214-1222.
422. **Yang J., Sears RG., Gill BS and Paulsen GM, 2002.** Growth and senescence characteristics associated with tolerance of wheat-alien amphiploids to high temperature under controlled conditions *Euphytica* 126: 185–193.
423. **Yeo AR, 1983.** Salinity resistance: physiology and prices. *Physiologia Plantarum*, 58: 214-222.
424. **Yoshioka H., Sugie K., Park HJ., Maeda H., Tsuda N., Kawakita K., Doke N, 2001.** Induction of plant gp91 phox homolog by fungal cell wall, arachidonic acid, and salicylic acid in potato. *Molecular Plant-Microbe Interactions* 14: 725-736.
425. **Yousofinia M., Ghassemian A., Sofalian O and Khomari S, 2012.** Effects of salinity stress on barley (*Hordeum vulgare*, L.) Germination and seedling growth. *International Journal of Agriculture and Crop Sciences*. 4 : 1353-1357.
426. **Zalc JM., Wier HB., Kidwell KK., Steber CM, 2004.** Callus induction and plant regeneration from mature embryos of a diverse set of wheat genotypes. *Plant Cell Tissue and Organ Culture*, 76: 277–281.

- 427. Zerrad W., Hillali S., Mataoui BS., Elantri E., Elhmyene A, 2006.** Etude des mécanismes biochimiques et moléculaires de résistance au stress hydrique de deux variétés de blé dur, congrée international de biochimie Agadir 09-12 Mai 2006.
- 428. Zhang J., Nguyen HT., Blum A, 1999.** Genetic analysis of osmotic adjustment in crops plants. *J Exp Bot*; 50 : 291-302.
- 429. Zhang Z., Li Q., Li Z., Staswick PE., Wang M, Zhu Y., He Z, 2007.** Dual regulation role of GH3.5 in salicylic acid and auxin signaling during *Arabidopsis*-*Pseudomonas syringae* interaction. *Plant Physiol*, 145(2):450–464.
- 430. Zhang X., Guo XP., Lei CL., Chen Z., Lin Q., Wang J., Wu FQ., Wang J., Wan J, 2011.** Overexpression of SlCZFP1, a novel TFIIIA-type Zinc finger protein from tomato, confers enhanced cold tolerance in transgenic *Arabidopsis* and rice. *Plant Mol Biol Rep*, 29: 185–196.
- 431. Zhu JK, 2002.** Salt and drought stress signal transduction in plants. *An. Rev. Of Plant Biol*. 53: 247-73.
- 432. Zhu JK, 2003.** Regulation of ion homeostasis under salt stress. *Curr Opin Plant Biol*, 6: 441-445.

Annexe

Annexe

Taux de germination Stress salin

<i>GTA</i>						
Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	10030	2507	75,2	0,000	***
Erreur	10	333,3	33,33			
Total	14	10360				

SMT						
Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	9693	2423	60,58	0,000	***
Erreur	10	400	40			
Total	14	10090				

Zinc

<i>GTA</i>						
Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	306,7	76,67	2,875	0,08	ns
Erreur	10	266,7	26,67			
Total	14	573,3				

SMT						
Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	200	50	0,9375	0,4809	ns
Erreur	10	533,3	53,33			
Total	14	733,3				

ADD

<i>GTA</i>						
				25		
Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	226,7	56,67	4,25	0,0289	*
Erreur	10	133,3	13,33			
Total	14	360				
				50		
Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	1160	290	14,5	0,000	***
Erreur	10	200	20			
Total	14	1360				

75						
Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	3000	750	22,5	0,000	***
Erreur	10	333,3	33,33			
Total	14	3333				
100						
Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	3693	923,3	19,79	0,000	***
Erreur	10	466,7	46,67			
Total	14	4160				

SMT

25						
Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	426,7	106,7	8	0,0037	**
Erreur	10	133,3	13,33			
Total	14	560				
50						
Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	1627	406,7	12,2	0,0007	***
Erreur	10	333,3	33,33			
Total	14	1960				
75						
Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	3373	843,3	31,63	0,0001	***
Erreur	10	266,7	26,67			
Total	14	3640				
100						
Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	3640	910	17,06	0,0002	***
Erreur	10	533,3	53,33			
Total	14	4173				

Longueur des feuilles						
Stress salin						
GTA						
Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	422,5	105,6	263,6	0,000	***
Erreur	10	4,007	0,4007			
Total	14	426,5				

SMT						
Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	521,8	130,5	741,2	0,000	***
Erreur	10	1,76	0,176			
Total	14	523,6				

Zinc

GTA						
Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	22,76	5,691	38,11	0,000	***
Erreur	10	1,493	0,1493			
Total	14	24,26				

SMT						
Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	28,85	7,212	31,54	0,000	***
Erreur	10	2,287	0,2287			
Total	14	31,14				

ADD

GTA						
Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	54,48	13,62	94,14	0,000	***
Erreur	10	1,447	0,1447			
Total	14	55,92				
				50		
Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	23,22	5,804	6,407	0,008	**
Erreur	10	9,06	0,906			
Total	14	32,28				
				75		
Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	180,2	45,04	137,9	0,000	***
Erreur	10	3,267	0,3267			
Total	14	183,4				
				100		
Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	154,6	38,66	38,66	0,000	***
Erreur	10	0,9067	0,09067	0,09067		
Total	14	155,6				

SMT

				25		
Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	128,6	32,15	61,6	0,000	***
Erreur	10	5,22	0,522			
Total	14	133,8				
				50		
Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	30,2	7,551	50,56	0,000	***
Erreur	10	1,493	0,1493			
Total	14	31,7				
				75		
Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	76,81	19,2	19,2	0,000	***
Erreur	10	1,98	0,198	0,198		
Total	14	78,79				
				100		
Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	50,32	12,58	42,41	0,000	***
Erreur	10	2,967	0,2967			
Total	14	53,29				

Longueur des racines**Stress salin****GTA**

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	573,1	143,3	119,7	0,000	***
Erreur	10	11,97	1,197			
Total	14	585,1				

SMT

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	460,8	115,2	407,5	0,000	***
Erreur	10	2,827	0,2827			
Total	14	463,6				

Zinc**GTA**

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	431,5	107,9	66,47	0,000	***
Erreur	10	16,23	1,623			
Total	14	447,7				

SMT						
Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	490,3	122,6	242,6	0,000	***
Erreur	10	5,053	0,5053			
Total	14	495,4				

GTA						
Source	DF	SS	MS	F	P	
				25		
Facteur	4	345,4	86,34	86,34	0,000	***
Erreur	10	2,86	0,286	0,286		
Total	14	348,2				
				75		
Facteur	4	19,73	4,932	32,74	0,000	***
Erreur	10	1,507	0,1507			
Total	14	21,24				
				100		
Facteur	4	33,63	8,408	62,43	0,000	***
Erreur	10	1,347	0,1347			
Total	14	34,98				
				50		
Facteur	4	304,9	76,22	285,1	0,000	***
Erreur	10	2,673	0,2673			
Total	14	307,6				

SMT						
Source	DF	SS	MS	F	P	
				25		
Facteur	4	375	93,75	1580	0,000	***
Erreur	10	0,5933	0,05933			
Total	14	375,6				
				50		
Facteur	4	354,7	88,68	668,4	0,000	***
Erreur	10	1,327	0,1327			
Total	14	356				

				75		
Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	23,73	5,932	21,04	0,000	***
Erreur	10	2,82	0,282			
Total	14	26,55				

				100		
Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	41,77	10,44	67,81	0,000	***
Erreur	10	1,54	0,154			
Total	14	43,31				

Teneur relative en Eau

stress salin

3 jours

GTA

Feuilles

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	6519	1630	55,53	0,000	***
Erreur	10	293,5	29,35			
Total	14	6813				

Racines

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	1658	414,5	26,5	0,000	***
Erreur	10	156,4	15,64			
Total	14	1814				

SMT

Feuilles

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	3691	922,7	34,82	0,000	***
Erreur	10	265	26,5			
Total	14	3956				

Racines

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	6950	1738	18,13	0,0001	***
Erreur	10	958,2	95,82			
Total	14	7908				

6 jours**GTA****Feuilles**

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	3299	824,7	26,29	0,000	***
Erreur	10	313,7	31,37			
Total	14	3613				

Racines

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	2362	590,5	111,2	0,000	***
Erreur	10	53,11	5,311			
Total	14	2415				

SMT**Feuilles**

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	3058	764,4	125	0,000	***
Erreur	10	61,14	6,114			
Total	14	3119				

Racines

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	6195	1549	15,94	0,0002	***
Erreur	10	971,7	97,17			
Total	14	7167				

9 jours**GTA****Feuilles**

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	5089	1272	29,63	0,000	***
Erreur	10	429,4	42,94			
Total	14	5519				

Racines

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	4980	1245	76,43	0,000	***
Erreur	10	162,9	16,29			
Total	14	5143				

SMT**Feuilles**

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	6546	1636	33,66	0,000	***
Erreur	10	486,1	48,61			
Total	14	7032				

Racines

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	5979	1495	150,5	0,000	***
Erreur	10	129,1	9,934			
Total	14	6108				

Zinc**3 jours****GTA****Feuilles**

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	1769	442,2	17,12	0,000	***
Erreur	10	258,3	25,83			
Total	14	2027				

Racines

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	1027	256,8	43,65	0,000	***
Erreur	10	58,84	5,884			
Total	14	1086				

SMT**Feuilles**

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	1730	432,4	25,82	0,000	***
Erreur	10	167,5	16,75			
Total	14	1897				

Racines

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	1201	300,1	41,23	0,000	***
Erreur	10	72,79	7,279			
Total	14	1273				

6 jours**GTA****Feuilles**

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	3457	864,3	34,86	0,000	***
Erreur	10	247,9	24,79			
Total	14	3705				

Racines

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	2336	583,9	328,9	0,000	***
Erreur	10	17,75	1,775			
Total	14	2353				

SMT**Feuilles**

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	2396	598,9	123,6	0,000	***
Erreur	10	48,44	4,844			
Total	14	2444				

Racines

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	3691	922,9	203,7	0,000	***
Erreur	10	45,29	4,529			
Total	14	3737				

9 jours**GTA****Feuilles**

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	8393	2098	95,61	0,000	***
Erreur	10	219,4	21,94			
Total	14	8612				

Racines

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	4739	1185	366,5	0,000	***
Erreur	10	32,33	3,233			
Total	14	4772				

SMT**Feuilles**

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	4238	1060	700,9	0,000	***
Erreur	10	15,12	1,512			
Total	14	4253				

Racines

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	6682	1671	295,3	0,000	***
Erreur	10	56,57	5,657			
Total	14	6739				

Taux des protéines**Stress salin****3 jours****GTA****Feuilles**

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	115	28,76	267,2	0,000	***
Erreur	10	1,076	0,1076			
Total	14	116,1				

Racines

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	0,005036	0,001259	32,96	0,000	***
Erreur	10	0,000382	0,0000382			
Total	14	0,005418				

SMT**Feuilles**

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	31,36	7,84	138,5	0,000	***
Erreur	10	0,566	0,0566			
Total	14	31,93				

Racines

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	3,604	0,901	2,256	0,1353	NS
Erreur	10	3,994	0,3994			
Total	14	7,598				

6 jours**GTA****Feuilles**

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	91,62	22,9	74,53	0,000	***
Erreur	10	3,073	0,3073			
Total	14	94,69				

Racines

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	0,006673	0,001668	31,32	0,000	***
Erreur	10	0,0005327	0,00005327			
Total	14	0,007206				

SMT**Feuilles**

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	68,57	17,14	72,41	0,000	***
Erreur	10	2,3680	0,2368			
Total	14	70,940				

Racines

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	7,258	1,815	4,139	0,0312	*
Erreur	10	4,385	0,4385			
Total	14	11,64				

9 jours**GTA****Feuilles**

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	128,6	32,15	281	0,000	***
Erreur	10	1,144	0,1144			
Total	14	129,7				

Racines

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	0,009344	0,002336	16	0,000	***
Erreur	10	0,00146	0,000146			
Total	14	0,01080				

SMT**Feuilles**

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	68,57	17,14	72,41	0,000	***
Erreur	10	2,368	0,2368			
Total	14	70,94				

Racines

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	7,168	1,792	13,88	0,000	***
Erreur	10	1,291	0,1291			
Total	14	8,459				

Zinc**3 jours****GTA****Feuilles**

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	57,04	14,26	92,93	0,000	***
Erreur	10	1,535	0,1535			
Total	14	58,58				

Racines

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	7,134	1,784	32,19	0,000	***
Erreur	10	0,5541	0,05541			
Total	14	7,688				

SMT**Feuilles**

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	20,01	5,003	26,31	0,000	***
Erreur	10	1,901	0,1901			
Total	14	21,91				

Racines

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	17,63	4,408	8,879	0,0025	**
Erreur	10	4,964	0,4964			
Total	14	22,59				

6 jours

GTA

Feuilles

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	114,1	28,52	124,4	0,000	***
Erreur	10	2,293	0,2293			
Total	14	116,4				

Racines

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	19,38	4,845	62,33	0,000	***
Erreur	10	0,7773	0,07773			
Total	14	20,16				

SMT

Feuilles

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	19,72	4,93	131,6	0,000	***
Erreur	10	0,3747	0,03747			
Total	14	20,09				

Racines

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	13,62	3,404	19,59	0,0001	***
Erreur	10	1,738	0,1738			
Total	14	15,35				

9 jours

GTA

Feuilles

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	145	36,24	528,6	0,000	***
Erreur	10	0,6856	0,06856			
Total	14	145,7				

Racines

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	30,82	7,706	26,99	0,000	***
Erreur	10	2,855	0,2855			
Total	14	33,68				

SMT**Feuilles**

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	43,99	11	68,47	0,000	***
Erreur	10	1,606	0,1606			
Total	14	45,6				

Racines

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	18,05	4,512	31,71	0,000	***
Erreur	10	1,423	0,1423			
Total	14	19,47				

Taux de chlorophylle**Stress salin****3 jours****GTA****a**

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	25,14	6,286	31	0,000	***
Erreur	10	2,027	0,2027			
Total	14	27,17				

b

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	4,087	1,022	8,314	0,0032	**
Erreur	10	1,229	0,1229			
Total	14	5,316				

a+b

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	44,29	11,07	35,73	0,000	***
Erreur	10	3,099	0,3099			
Total	14	47,39				

carot

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	23,11	5,777	2,178	0,1387	ns
Erreur	11	29,18	2,653			
Total	15	52,29				

SMT**a**

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	144,2	36,05	4,842	0,0197	*
Erreur	10	74,46	7,446			
Total	14	218,7				

b

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	101,8	25,44	18,65	0,0001	***
Erreur	10	13,64	1,364			
Total	14	115,4				

a+b

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	194,1	48,51	13,93	0,0004	***
Erreur	10	34,83	3,483			
Total	14	228,9				

carot

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	12,19	3,046	22,59	0,0000	***
Erreur	10	1,348	0,1348			
Total	14	13,53				

6 jours**GTA****a**

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	196,9	49,23	148,6	0,000	***
Erreur	10	3,313	0,3313			
Total	14	200,2				

b

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	26,38	6,594	9,695	0,0018	**
Erreur	10	6,802	0,6802			
Total	14	33,18				

a+b

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	362,8	90,7	87,88	0,000	***
Erreur	10	10,32	1,032			
Total	14	373,1				

carot

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	107,7	26,93	67,81	0,0001	***
Erreur	10	3,971	0,3971			
Total	14	111,7				

SMT**a**

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	217,3	54,33	19,65	0,000	***
Erreur	10	27,64	2,764			
Total	14	244,9				

b

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	26,67	6,668	5,819	0,011	***
Erreur	10	11,46	1,146			
Total	14	38,13				

a+b

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	270,5	67,62	84,92	0,000	***
Erreur	10	7,963	0,7963			
Total	14	278,5				

carot

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	37,23	9,307	83,29	0,0000	***
Erreur	10	1,117	0,1117			
Total	14	38,34				

9 jours

GTA

a

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	492,3	123,1	797,2	0,000	***
Erreur	10	1,544	0,1544			
Total	14	493,8				

b

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	114,3	28,57	62,17	0,000	***
Erreur	10	4,595	0,4595			
Total	14	118,9				

a+b

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	1062	265,4	1047	0,000	***
Erreur	10	2,535	0,2535			
Total	14	1064				

carot

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	71,08	17,77	18,66	0,0001	***
Erreur	10	9,523	0,9523			
Total	14	80,61				

SMT

a

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	566,7	141,7	60,34	0,000	***
Erreur	10	23,48	2,348			
Total	14	590,1				

b

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	82,87	20,72	5,145	0,0163	*
Erreur	10	40,27	4,027			
Total	14	123,1				

a+b

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	447,5	111,9	18,65	0,0001	***
Erreur	10	60	6			
Total	14	507,5				

carot

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	45,17	11,29	25,38	0,000	***
Erreur	10	4,449	0,4449			
Total	14	49,62				

Zinc
3 jours

GTA**a**

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	14,04	3,51	14,71	0,0003	***
Erreur	10	2,386	0,2386			
Total	14	16,43				

b

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	2,192	0,5479	10,16	0,0015	**
Erreur	10	0,5395	0,05395			
Total	14	2,731				

a+b

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	22,56	5,639	26,46	0,000	***
Erreur	10	2,131	0,2131			
Total	14	24,69				

carot

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	90,76	22,69	228,5	0,000	***
Erreur	11	0,993	0,0993			
Total	15	91,75				

SMT**a**

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	169,8	42,46	40,78	0,000	***
Erreur	10	10,41	1,041			
Total	14	180,3				

b

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	253,3	63,32	72,37	0,000	***
Erreur	10	8,75	0,875			
Total	14	262				

a+b

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	506,4	126,6	284,7	0,000	***
Erreur	10	4,447	0,4447			
Total	14	510,8				

carot

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	58,32	14,58	146,5	0,0000	***
Erreur	10	0,9955	0,09955			
Total	14	59,31				

6 jours**GTA****a**

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	167,7	41,93	26,54	0,000	***
Erreur	10	15,8	1,58			
Total	14	183,5				

b

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	23,71	5,927	12,81	0,0006	***
Erreur	10	4,627	0,4627			
Total	14	28,33				

a+b

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	307,2	76,81	34,77	0,000	***
Erreur	10	22,09	2,209			
Total	14	329,3				

carot

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	88,11	22,03	181,4	0,000	***
Erreur	11	1,214	0,1214			
Total	15	89,32				

SMT**a**

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	239,5	59,88	41,62	0,000	***
Erreur	10	14,39	1,439			
Total	14	253,9				

b

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	101	25,25	11,75	0,0009	***
Erreur	10	21,49	2,149			
Total	14	122,5				

a+b

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	247,8	61,96	17,46	0,0002	***
Erreur	10	35,49	3,549			
Total	14	283,3				

carot

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	93,92	23,48	168,1	0,0000	***
Erreur	10	1,397	0,1397			
Total	14	95,32				

9 jours

GTA

a

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	389,5	97,37	139	0,000	***
Erreur	10	7,005	0,7005			
Total	14	396,5				

b

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	109,9	27,47	23,65	0,000	***
Erreur	10	11,61	1,161			
Total	14	121,5				

a+b

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	883,5	220,9	189	0,000	***
Erreur	10	11,69	1,169			
Total	14	895,2				

carot

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	87,88	21,97	288,6	0,000	***
Erreur	11	0,7612	0,07612			
Total	15	88,64				

SMT

a

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	395,9	98,98	120,4	0,000	***
Erreur	10	8,221	0,8221			
Total	14	404,1				

b

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	50,21	12,55	4,532	0,024	*
Erreur	10	27,7	2,77			
Total	14	77,91				

a+b

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	552,6	138,2	48,62	0,000	***
Erreur	10	28,41	2,841			
Total	14	581				

carot

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	142,2	35,54	330,6	0,0000	***
Erreur	10	1,075	0,1075			
Total	14	143,2				

Taux des Sucres

stress salin

3 jours**GTA****Feuilles**

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	0,02222	0,005556	484,5	0,000	***
Erreur	10	0,0001147	0,00001147			
Total	14	0,02234				

Racines

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	0,0003251	0,00008127	15,25	0,0003	***
Erreur	10	0,0000533	0,00000533			
Total	14	0,0003784				

SMT**Feuilles**

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	0,008708	0,002177	0,98	0,461	NS
Erreur	10	0,02221	0,002221			
Total	14	0,03092				

Racines

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	0,002068	0,0005169	112,3	0,000	***
Erreur	10	0,00004604	0,000004604			
Total	14	0,002114				

6 jours**GTA****Feuilles**

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	0,05353	0,01338	334,9	0,000	***
Erreur	10	0,0003996	0,00003996			
Total	14	0,05393				

Racines

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	0,0002327	0,00005817	14,46	0,0004	***
Erreur	10	0,00004023	0,000004023			
Total	14	0,0002729				

SMT**Feuilles**

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	0,003905	0,0009762	151,4	0,000	***
Erreur	10	0,0000645	0,00000645			
Total	14	0,003969				

Racines

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	0,002157	0,0005391	71,13	0,000	***
Erreur	10	0,0000758	0,00000758			
Total	14	0,002232				

9 jours**GTA****Feuilles**

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	0,0357	0,008925	504,5	0,000	***
Erreur	10	0,0001769	0,00001769			
Total	14	0,03588				

Racines

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	0,001668	0,000417	44,99	0,000	***
Erreur	10	0,0000927	0,00000927			
Total	14	0,001761				

SMT**Feuilles**

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	0,006546	0,001636	309,5	0,000	***
Erreur	10	0,00005288	0,000005288			
Total	14	0,006599				

Racines

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	0,002646	0,0006615	126,7	0,000	***
Erreur	10	0,00005219	0,000005219			
Total	14	0,002698				

Zinc**3 jours****GTA****Feuilles**

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	0,01137	0,002843	347,1	0,000	***
Erreur	10	0,00008192	0,000008192			
Total	14	0,01145				

Racines

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	0,0001908	0,0000477	10,43	0,0014	**
Erreur	10	0,00004573	0,000004573			
Total	14	0,0002365				

SMT**Feuilles**

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	0,004073	0,001018	201,8	0,000	***
Erreur	10	0,00005046	0,000005046			
Total	14	0,004123				

Racines

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	0,0002332	0,0000583	28,54	0,000	***
Erreur	10	0,00002043	0,000002043			
Total	14	0,0002536				

6 jours

GTA

Feuilles

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	0,01454	0,003634	690,8	0,000	***
Erreur	10	0,00005261	0,000005261			
Total	14	0,01459				

Racines

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	0,000137	0,00003425	6,727	0,0068	**
Erreur	10	0,00005091	0,000005091			
Total	14	0,0001879				

SMT

Feuilles

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	0,005509	0,001377	143	0,000	***
Erreur	10	0,0000963	0,00000963			
Total	14	0,005605				

Racines

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	0,00008324	0,00002081	5,92	0,0104	*
Erreur	10	0,00003515	0,000003515			
Total	14	0,0001184				

9 jours

GTA

Feuilles

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	0,01993	0,004982	246,8	0,000	***
Erreur	10	0,0002018	0,00002018			
Total	14	0,02013				

Racines

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	0,0002234	0,00005584	11,17	0,001	**
Erreur	10	0,00004998	0,000004998			
Total	14	0,0002733				

SMT**Feuilles**

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	0,00744	0,00186	123,1	0,000	***
Erreur	10	0,0001511	0,00001511			
Total	14	0,007591				

Racines

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	0,0001265	0,00003162	22,93	0,000	***
Erreur	10	0,00001379	0,000001379			
Total	14	0,0001403				

ADD**Feuilles**

GTA						
Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	0,0009672	0,0002418	21,45	0,000	***
Erreur	10	0,0001127	0,00001127			
Total	14	0,00108				
50						
Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	0,00634	0,001585	141,5	0,000	***
Erreur	10	0,000112	0,0000112			
Total	14	0,006452				
75						
Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	0,02094	0,005236	752,1	0,000	***
Erreur	10	0,00006961	6,961E-06			
Total	14	0,02101				
100						
Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	0,02692	0,00673	410	0,000	***
Erreur	10	0,0001641	0,00001641			
Total	14	0,02709				

SMT

				25		
Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	0,001504	0,000376	725,2	0,000	***
Erreur	10	5,185E-06	5,185E-07			
Total	14	0,001509				
				50		
Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	0,0003595	0,00008987	21,61	0,000	***
Erreur	10	0,00004158	4,158E-06			
Total	14	0,000401				
				75		
Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	0,001662	0,0004154	388,9	0,000	***
Erreur	10	0,00001068	1,068E-06			
Total	14	0,001672				
				100		
Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	0,003213	0,0008031	318,7	0,000	***
Erreur	10	0,0000252	0,00000252			
Total	14	0,003238				

Racines

				25		
<i>GTA</i>						
Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	0,0002061	0,00005153	101,4	0,000	***
Erreur	10	5,081E-06	5,081E-07			
Total	14	0,0002112				
				50		
Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	0,0002668	0,00006669	57,26	0,000	***
Erreur	10	0,00001165	1,165E-06			
Total	14	0,0002784				
				75		
Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	0,0001709	0,00004272	55,92	0,000	***
Erreur	10	7,639E-06	7,639E-07			
Total	14	0,0001785				
				100		
Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	0,0003326	0,00008315	37,77	0,000	***
Erreur	10	0,00002202	2,202E-06			
Total	14	0,0003546				

SMT

25						
Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	0,0004433	0,0001108	162,8	0,000	***
Erreur	10	6,809E-06	6,809E-07			
Total	14	0,0004501				
50						
Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	0,0002125	0,00005313	20,17	0,000	***
Erreur	10	0,00002634	2,634E-06			
Total	14	0,0002389				
75						
Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	0,00004671	0,00001168	11,38	0,000	***
Erreur	10	0,00001027	1,027E-06			
Total	14	0,00005698				
100						
Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	0,0006919	0,000173	60,29	0,000	***
Erreur	10	0,00002869	2,869E-06			
Total	14	0,0007206				

Taux de Proline

stress salin

3 jours

GTA**Feuilles**

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	52,52	13,13	57,41	0,000	***
Erreur	10	2,287	0,2287			
Total	14	54,81				

Racines

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	43,78	10,95	38,69	0,000	***
Erreur	10	2,829	0,2829			
Total	14	46,61				

SMT**Feuilles**

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	128,2	32,05	74,69	0,000	***
Erreur	10	4,291	0,4291			
Total	14	132,5				

Racines

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	42,8	10,7	241,4	0,000	***
Erreur	10	0,4432	0,04432			
Total	14	43,24				

6 jours**GTA****Feuilles**

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	116,7	29,18	163,9	0,000	***
Erreur	10	1,78	0,178			
Total	14	118,5				

Racines

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	36,38	9,096	75,51	0,000	***
Erreur	10	1,205	0,1205			
Total	14	37,59				

SMT**Feuilles**

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	357,8	89,44	999,3	0,000	***
Erreur	10	0,8951	0,08951			
Total	14	358,7				

Racines

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	50,94	12,73	246,6	0,000	***
Erreur	10	0,5163	0,05163			
Total	14	51,46				

9 jours**GTA****Feuilles**

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	299	74,76	368,5	0,000	***
Erreur	10	2,028	0,2028			
Total	14	301,1				

Racines

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	67,7	16,93	173,1	0,000	***
Erreur	10	0,9779	0,09779			
Total	14	68,68				

SMT**Feuilles**

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	378,3	94,57	734,6	0,000	***
Erreur	10	1,287	0,1287			
Total	14	379,6				

Racines

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	44,5	11,13	48,37	0,000	***
Erreur	10	2,3	0,23			
Total	14	46,8				

Zinc**3 jours****GTA****Feuilles**

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	96,32	24,08	151,2	0,000	***
Erreur	10	1,593	0,1593			
Total	14	97,92				

Racines

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	256,3	64,08	237,3	0,000	***
Erreur	10	2,7	0,27			
Total	14	259				

SMT**Feuilles**

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	181,1	45,28	384,8	0,000	***
Erreur	10	1,177	0,1177			
Total	14	182,3				

Racines

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	302,9	75,72	2020	0,0001	***
Erreur	10	0,3749	0,03749			
Total	14	303,2				

6 jours**GTA****Feuilles**

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	169,6	42,39	458	0,000	***
Erreur	10	0,9256	0,09256			
Total	14	170,5				

Racines

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	410	102,5	102,5	0,000	***
Erreur	10	1,244	0,1244	0,1244		
Total	14	411,2				

SMT**Feuilles**

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	154,4	38,59	44,16	0,000	***
Erreur	10	8,738	0,8738			
Total	14	163,1				

Racines

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	371,1	92,79	1482	0,000	***
Erreur	10	0,6263	0,06263			
Total	14	371,8				

9 jours**GTA****Feuilles**

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	146,3	36,57	446,2	0,000	***
Erreur	10	0,8195	0,08195			
Total	14	147,1				

Racines

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	639,5	159,9	240,9	0,000	***
Erreur	10	6,637	0,6637			
Total	14	646,1				

SMT**Feuilles**

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	56,91	14,23	39,42	0,000	***
Erreur	10	3,609	0,3609			
Total	14	60,52				

Racines

Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	228	57,01	143,4	0,000	***
Erreur	10	3,976	0,3976			
Total	14	232				

ADD

Feuilles

GTA				25		
Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	268,1	67,03	1087	0,000	***
Erreur	10	0,6166	0,06166			
Total	14	268,7				

				50		
Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	344,6	86,14	3586	0,000	***
Erreur	10	0,2402	0,02402			
Total	14	344,8				

				75		
Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	178,5	44,63	1873	0,000	***
Erreur	10	0,2383	0,02383			
Total	14	178,8				

				100		
Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	151,9	37,99	312,2	0,000	***
Erreur	10	1,217	0,1217			
Total	14	153,2				

SMT				25		
Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	154,6	38,65	1694	0,000	***
Erreur	10	0,2281	0,02281			
Total	14	154,8				

				50		
Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	265	66,26	1625	0,000	***
Erreur	10	0,4078	0,04078			
Total	14	265,4				

				75		
Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	39,5	9,874	503,4	0,000	***
Erreur	10	0,1962	0,01962			
Total	14	39,69				

				100		
Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	51,62	12,91	331	0,000	***
Erreur	10	0,3899	0,03899			
Total	14	52,01				

Racines

GTA				25		
Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	525,3	131,3	3659	0,000	***
Erreur	10	0,3589	0,03589			
Total	14	525,7				
				50		
Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	364,4	91,1	3688	0,000	***
Erreur	10	0,247	0,0247			
Total	14	364,6				
				75		
Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	514,2	128,6	9446	0,000	***
Erreur	10	0,1361	0,01361			
Total	14	514,4				
				100		
Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	455,5	113,9	9557	0,000	***
Erreur	10	0,1192	0,01192			
Total	14	455,6				

SMT				25		
Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	273,1	68,29	2675	0,000	***
Erreur	10	0,2553	0,02553			
Total	14	273,4				
				50		
Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	132,8	33,21	1030	0,000	***
Erreur	10	0,3226	0,03226			
Total	14	133,2				
				75		
Source	DF	SS	MS	F	P	
Facteur	4	154,5	38,63	1999	0,000	***
Erreur	10	0,1933	0,01933			
Total	14	154,7				
				100		
Source	DF	SS	MS	F	P	
acteur	4	339,2	84,79	4595	0,000	***
Erreur	10	0,1845	0,01845			
Total	14	339,3				