

Mémoire

Présenté par: ZAKARIA BOURIZQ

Pour l'Obtention du Diplôme du Master
Protection des Plantes et Biotechnologie

**Caractérisation phénotypique et géotypique des
germoplasmes de blé (*Triticum aestivum* L.) vis-à-vis de
la salinité.**

Soutenu le 21/10/2019

Devant le jury :

Pr. Majida Hafidi PES, Faculté des Sciences, Meknès Présidente
Pr. Rachid Zouhair PES, Faculté des Sciences, Meknès Examineur
Dr. Sripada M. Udupa ICARDA, Rabat Co-Encadrant
Pr. Abdelhaq Belhaj PES, Faculté des Sciences, Meknès Encadrant

Année Universitaire 2018-2019

Avant-Propos

Ce travail a eu lieu au sein de l'unité de biotechnologie partagée entre INRA et ICARDA à Rabat. Ce travail a été effectué dans le cadre de Programme de subventions de collaboration ICARDA-Maroc sous l'encadrement de Dr. Sripada M. Udupa et vise à caractériser phénotypiquement et génotypiquement des germoplasmes de blé tendre à l'égard de faire face contre la salinité qui est considérée comme une contrainte mondiale majeur. En règle générale, ICARDA a pour but de réduire la pauvreté et améliorer la sécurité alimentaire, la sécurité de l'approvisionnement en eau, la sécurité nutritionnelle et la santé environnementale face aux défis mondiaux dans 50 pays du monde - du Maroc en Afrique du Nord au Bangladesh en Asie du Sud. Les principaux programmes de recherche de l'ICARDA sont :

- Biodiversité et gestion intégrée des gènes;
- Gestion intégrée de l'eau et des terres;
- Diversification et intensification durable des systèmes de production;
- Recherche sociale, économique et politique.

Remerciement

Je remercie avant tout **DIEU** tout puissant qui m'a comblé de ses bienfaits et m'a donné assez de force pour achever ce travail et de venir au bout de cette formation.

Il m'est agréable de remercier vivement tous ceux qui, grâce à leur aide précieuse, ont permis la réalisation de ce travail :

Tout d'abord, je souhaite exprimer ma plus profonde gratitude à notre coordinatrice du Master «Protection des plantes et biotechnologie», Pr. **Majida Hafidi**, qui a consacré son temps et ses efforts à la direction et à la poursuite de cette formation de Master.

Je voudrais exprimer ma sincère gratitude à mon premier encadrant académique, le professeur Pr. **Belhaj Abdelhaq**, pour sa supervision, ses conseils et sa participation à cette formation. Je vous prie de bien vouloir trouver ici le témoignage de ma gratitude très reconnaissante.

J'aimerais remercier sincèrement le Dr. **Sripada M. Udupa** pour sa supervision et pour avoir suivi ce travail patiemment, pour sa compréhension, sa gentillesse et ses précieux conseils. Je vous prie de bien recevoir ici le témoignage de ma gratitude très reconnaissante

Mes remerciements vont aussi à tout le staff pédagogique et administratif de notre département de biologie, également à ICARDA, INRA Maroc, FAO/ITPGRFA, l'Union Européenne, la CRP-Blé et du Programme de subventions de collaboration ICARDA-Maroc pour leur soutien et leur support financier.

Mes remerciements vont également au personnel de l'unité Biotechnologie de l'ICARDA et de l'INRA, Dr. **Fatima Henkrar, Zahra et Soulange** pour leur gentillesse et leur aide inconditionnelle.

Je tiens également à remercier tous mes amis et collègues, **Ayman Louali, El Mostafa Kadir, Yassin Boukhou, Salma El Amane et Mohamed Maldani**, qui m'ont aidé, soutenu et accompagné tout au long de ce travail.

Mes sincères remerciements vont également aux membres du jury pour l'intérêt qu'ils portent à mon travail en acceptant de l'examiner et de l'enrichir de leurs suggestions.

Et enfin, je souhaite remercier toutes les personnes qui ont contribué directement ou indirectement à la réalisation de ce travail.

Dédicace

Je dédie ce modeste travail à :

Ma chère Mère pour sa prière, son encouragement, et son soutien, sans elle rien
de tout cela ne serait accompli;

Toute ma famille Chouhaid;

Mes professeurs, mes enseignants et toute la promotion de Master Protection des Plantes et
Biotechnologie l'année universitaire 2018-2019 Faculté des Science Meknès;

Liste d'abréviation

ABA	Acide Abscissique
ADN	Acide Désoxyribonucléique
ATP	Adénosine-Triphosphate
CWANA	Central West Asia and North Africa ou Asie centrale occidentale et Afrique du Nord
FAO	Food and Agriculture Organisation ou Organisation des Nations unies pour l'alimentation et l'agriculture
HKT	High Potassium Affinity Transporter ou Transporteur de potassium à haute affinité
ICARDA	International Center for Agricultural Research in the Dry Areas ou Le Centre International de Recherche Agricole dans les zones Arides
LC	Concentration létale
NADP	Nicotinamide Adénine Dinucléotide Phosphate
RIL	Recombinant Inbred Lines ou Lignées Recombinantes
SSR	Simple Sequence Repeats ou Séquence Simple Répétée
UTR	Untranslated Transcribed Region ou Région Transcrite non Traduite
VATPase	ATPase Vacuolaire
V-PPase	Pyrophosphatase Vacuolaire
QTL	Quantitative Trait Loci ou Locus de Caractères Quantitatifs

Liste des Figures

N°	Titre	Page
1	Schéma de l'origine des génomes portés par les différents blés.	5
2	Structure détaillée des tiges et des feuilles.	6
3	Diagramme schématique d'une plante de blé indiquant le tallage et la structure foliaire.	7
4	Schéma d'un épillet.	8
5	Structure de la graine de blé.	8
6	Schéma simplifié pour le développement du blé d'hiver.	11
7	L'évolution de la production mondiale de blé au cours des années.	14
8	Les dix premiers producteurs de blé dans le monde.	14
9	Symptômes des maladies des rouilles du blé causées par <i>Puccinia graminis</i> f. sp. <i>tritici</i> (A), <i>Puccinia striiformis</i> f. sp. <i>tritici</i> (B) et <i>Puccinia triticina</i> (C).	16
10	L'occurrence de salinisation avec (A) et sans (B) couvert végétal.	18
11	Les graines de blé dans des boîtes de Pétri carrées prêtes à germer sous différentes concentrations de sel.	27
12	Le système de plantation en cônes.	28
13	Régression linéaire du nombre de graines germées (sur 50) sous différents niveaux de salinité de quatre variétés de blé.	33
14	Evolution des moyennes du nombre de feuilles sèches (A), jaunes (B), vertes (C) et totales (D), de la teneur en chlorophylle (E) et de la hauteur (F) en fonction de la concentration en sel.	36
15	Apparence des plants de blé soumis au stress salin. Témoin (A), 42 mM (B), 100 mM (C) et 150 mM (D).	36
16	Hauteur de la plante de deux génotypes soumis à un stress salin varié. Contrôle (1), 42 mM (2), 100 mM (3) et 150 mM (4).	36
17	Relation entre les paramètres sous stress salin à travers les génotypes. F = Florence, K = Kharouba et les génotypes sont marqués de leur numéro d'identification.	39
18	Profil des marqueurs <i>cslinkNax2</i> et <i>gwm312</i> des parents Kharouba (K), Florence (F) et génotypes de leurs descendants marqués par leur numéro d'identification sur gél d'acrylamide. M = Marqueur de taille 100 pb.	41

Liste des Tableaux

N°	Titre	Page
1	La teneur en éléments nutritifs du blé par portion de 100g.	13
2	Effet de la température sur différents processus biologiques et phases physiologiques chez le blé	15
3	Séquences et conditions d'amplification des amorces.	30
4	Nombre de graines germées (sur 50) pour quatre génotypes d'avoine sous différentes concentrations de sel.	32
5	Les 20 génotypes les plus tolérants et les plus sensibles parmi 120 génotypes en terme de taux de germination sous LC50.	34
6	Un aperçu de la teneur en chlorophylle et le nombre de feuilles vertes 15 jours après un traitement au sel de 150 mM de génotypes de blé classés dans des groupes homogènes.	38
7	Analyse de marqueur unique par trait phénotypique sous stress salin à 150 mM.	42
8	L'effet de Nax1 et Nax2 sur les traits phénotypiques au sein de génotypes sous stress salin à 150 mM.	43

Liste des Annexes

N°	Titre	Page
1	Composition et préparation des solutions.	61
2	Les 120 génotypes en termes de taux de germination sous LC50.	63
3	La teneur en chlorophylle et le nombre de feuilles vertes 15 jours après un traitement au sel de 150 mM de génotypes de blé classés dans des groupes homogènes	66
4	Résumé de la caractérisation phénotypique et génotypique de 120 génotypes de blé testés	69

Résumé

La salinité est un facteur limitant majeur pour la production de blé. Plus de 800 millions ha de terres arables dans le monde sont affectés par le sel. Le blé tendre (*Triticum aestivum* L.) en tant que culture céréalière importante est exposé à une réduction de la croissance et du rendement sous la salinité. Dans ce contexte, nous avons visé à caractériser phénotypiquement et génotypiquement 120 génotypes de blé issus du croisement d'un parent tolérant (Florence) et sensible au sel (Kharouba). Une concentration LC50 (42,04 mM) de sel a été déterminée pour évaluer leur tolérance au sel pendant la germination. Ensuite, en utilisant des concentrations croissantes de sel ; 42, 100, 150 mM de NaCl a permis d'évaluer leur tolérance au cours des étapes de croissance et de développement. Les 120 génotypes de blé et les parents ont également été caractérisés génotypiquement à l'aide de deux marqueurs SSR spécifiques de la tolérance au sel (cslinkNax2 et gwm312). Les résultats obtenus ont montré que l'augmentation des niveaux de salinité a réduit le taux de germination, le nombre de feuilles vertes, la teneur en chlorophylle et la hauteur en faveur de l'augmentation du nombre de feuilles sèches et jaunes. Le screening au cours de la germination n'est pas suffisamment informatif, en outre, il est fiable au cours des étapes de croissance et de développement est plus fiable. Les gènes *Nax* jouent un rôle important dans la régulation de la tolérance à la salinité par l'exclusion du Na^+ . La caractérisation phénotypique et génotypique a révélé trois niveaux de réponse au stress salin ; Tolérant, intermédiaire et sensible au sein des 120 génotypes.

Mots clés : Blé tendre, Marqueurs SSR, Tolérance à la salinité.

Phenotypic and genotypic characterization of wheat (*Triticum aestivum* L.) germoplasms towards salinity.

Salinity is a major limiting factor for wheat crop production. More Than 800 millions ha of arable land globally are salt-affected. Bread wheat (*Triticum aestivum* L.) as a major cereal crop is exposed to a reduction of growth and yield. This study aimed to characterize phenotypically and genotypically 120 wheat genotypes generated from a cross of a salt Tolerant (Florence) and Sensible (Kharouba) parent using a simple screening method. A salt LC50 concentration was determined to evaluate their salt tolerance during germination. Then grown under increasing salt concentrations; 42, 100, 150mM of NaCl in order to evaluate their salt tolerance during growth and development stage. The 120 wheat genotypes and the parents were also characterized genotypically using two salt tolerance-specific SSR markers (cslinkNax2 and gwm312). The obtained results have shown the following findings. The increased salinity levels reduced the germination rate, number of green leaves, chlorophyll content and height in favor of the increase of dry and yellow leaves number. Screening during germination is not sufficiently informative, while screening during growth and development stage are more reliable. The Nax genes play an important role in salt tolerance regulation by Na⁺ exclusion. The phenotypic and genotypic characterization revealed three levels of response to salt stress; Tolerant, Intermediate and Sensible within the 120 genotypes.

Key words: Bread wheat, Salt tolerance, SSR markers.

Sommaire

Avant-Propos.....	i
Remerciement.....	ii
Dédicace.....	iii
Liste d'abréviation.....	iv
Liste des Figures.....	v
Liste des Tableaux.....	vi
Liste des Annexes.....	vii
Résumé.....	viii
Introduction.....	1
Chapitre I : Revue bibliographie.....	2
I. LE BLÉ : GÉNÉRALITÉS.....	3
I.1 Vue historique	3
I.2 Classification.....	4
I.2.1 Classification botanique	4
I.2.2 Classification phylogénétique.....	4
I.3 Caractéristiques botaniques.....	5
I.3.1 Morphologie de la plante.....	5
I.3.1.1 Tige	5
I.3.1.2 Feuillage	6
I.3.1.3 Talles.....	6
I.3.1.4 Racine	7
I.3.2 Morphologie de l'appareil reproductive	7
I.3.2.1 L'épi	7
I.3.2.2 Le caryopse.....	8
I.4 La croissance végétative.....	9
I.4.1 Croissance racinaire.....	9
I.4.2 Croissance des feuilles.....	9
I.4.3 Croissance de la tige	9
I.4.4 Croissance des talles.....	10
I.5 Reproduction	10
I.6 Développement.....	11

I.7	L'importance nutritionnelle.....	12
I.8	La production.....	13
I.9	Contraintes de développement.....	15
I.9.1	Stress abiotiques	15
I.9.2	Stress biotique	16
II.	LA SALINITÉ.....	16
II.1	Causes.....	17
II.2	Effets.....	18
II.2.1	Sur la germination	18
II.2.2	Sur la croissance de la plante	19
II.2.3	Sur la physiologie de la plante.....	19
II.3	Mécanisme de tolérance	20
II.3.1	Régulation ionique et compartimentation.....	21
II.3.2	Biosynthèse de solutés compatibles	21
II.4	Salinité au Maroc.....	22
II.5	Évaluation de la tolérance au sel en utilisant les SSR.....	23
	Chapitre II: Partie expérimentale	25
I	Matériel et Méthodes	26
I.1	Caratérisation phénotypique	26
I.1.1	Matériel végétal	26
I.1.2	Détermination de la concentration létale médiane de sel LC50.....	26
I.1.3	Détermination des génotypes tolérants et sensibles pendant la germination.....	27
I.1.4	Détermination des génotypes tolérants et sensibles pendant la croissance et le développement.....	27
I.1.4.1	Dosage de la chlorophylle.....	29
I.2	Caractérisation génotypique	29
I.3	Analyse des données.....	30
I.2.1	L'extraction d'ADN	30
I.2.2	La réaction PCR.....	30
II	Résultats	31
II.1	Détermination de la concentration létale médiane en sel (LC50)	32
II.2	Détermination des génotypes tolérants et sensibles pendant la germination.....	33
II.3	Détermination des génotypes de blé tolérants et sensibles au cours du développement.	35
II.4	Caractérisation génotypique	45

II.5	La relation entre les traits génotypiques et phénotypiques.	46
III	Discussion	44
IV	Conclusion.....	48
	Perspectives.....	50
	Références.....	51
	Annexes.....	60

Introduction

Avec le début de l'ère néolithique, les céréales ont été l'étincelle de la révolution agricole, le blé étant devenu la culture de base la plus importante et la première source de nourriture humaine, il s'agit d'un point d'intérêt agronomique indéniable et soumis à une pression démographique croissante, l'amélioration de la production en terme de quantité et de qualité est l'objectif principal des programmes d'amélioration et de la sélection. La production mondiale de blé a atteint 746,6 millions de tonnes en 2017, dont 0,94% était contribué par le Maroc (FAO, 2018). Il est important de mentionner que le secteur agricole au Maroc est l'un des piliers de l'économie marocaine, avec quatre millions d'emplois représentant 14% du produit intérieur brut (MADRPM, 2018).

La limitation de la croissance et de la production de blé résulte de l'action de stress abiotiques (chaleur, froid, sécheresse, asphyxie, stress dû au sel et autres minéraux) et de stress biotique (fente de semis, rouilles, mildiou, charbons et caries) pouvant agir individuellement ou en combinaisons, ces combinaisons sont aussi diverses que la diversité des conditions pédoclimatiques de différents environnements (Afzal et al., 2015).

La salinité est l'un des stress abiotiques majeurs affectant la fertilité des sols et la croissance des céréales et donc leur rendement, en particulier le blé tendre qui semble être le plus sensible parmi eux. La salinité peut être naturelle ou induite par des pratiques agricoles humaines, telles que l'irrigation avec une eau de mauvaise qualité et une fertilisation inappropriée. À l'échelle mondiale, les superficies plantées de céréales sont toujours en concurrence avec celles dégradées par la salinité (Bonnot, 2016). Il convient de noter que chaque année, environ 10 millions d'hectares de terres arables sont dégradés par l'accumulation de sel, en particulier dans les zones semi-arides où la concentration en sel de la solution de sol peut atteindre 100 mM; une concentration suffisante pour affecter la quasi-totalité des plantes cultivées (Bonnot, 2016).

Dans ce contexte, l'objectif de notre travail est axé sur l'étude de l'influence de stress salin sur le développement des génotypes du blé tendre (*Triticum aestivum* L.) et les différents changements morphologiques déclenchés par ce stress afin de distinguer les génotypes résistants de ceux qui sont sensibles en comparant les résultats phénotypiques avec la caractérisation génotypique.

Chapitre I : Revue Bibliographique

I. LE BLÉ : GÉNÉRALITÉS

I.1 Vue historique

Le croissant fertile, une région bien connue du Moyen-Orient qui s'étend actuellement de Palestine, Israël et Syrie à la frontière sud de la Turquie jusqu'aux rives du Tigre et de l'Euphrate en Irak et en Iran, où les archéologues le croient que les premières applications de l'agriculture sont apparues il y a environ 12 000 ans comme une étape cruciale dans le développement de la civilisation humaine (Bilgic et al., 2016). Les premiers ancêtres des espèces céréalières modernes, telles que le blé sauvage (*Triticum urartu*, *T. boeoticum*, *T. dicoccoides*, *Aegilops tauschii*), l'orge sauvage (*Hordeum spontaneum*) et le seigle sauvage (*Secale vavilovii*), leur répartition géographique et la datation au radiocarbone des graines à partir des restes de domestication sont les preuves à l'appui de cette croyance (Özkan et al., 2002). Cependant, d'autres pays tels que l'Espagne, la Chine et la Corée ont participé à la domestication du blé, selon d'autres études archéologiques (Fernández et al., 2013). Les anciens Egyptiens avaient développé l'utilisation du blé pour la sélection et la production alimentaire dans le premier grand échelle (Caballero, 2003).

L'engrain (AA diploïde) et l'amidonnier (AABB tétraploïde) étaient les cultures de blé les plus anciennes cultivées dans la région du sud-est de la Turquie, en raison de leur relation génétique. De nos jours, le blé tendre hexaploïde acquiert 95% de l'agriculture du blé, laissant 5% au blé dur qui est davantage concentré dans les régions sèches de la Méditerranée, où il est utilisé dans la cuisine nord-africaine pour la fabrication d'aliments traditionnels tels que le couscous et pour la cuisson. L'engrain, l'amidonnier et l'épeautre sont encore cultivés en petites quantités dans les Balkans, en Espagne et en Turquie pour leur intérêt en tant qu'alternative saine au blé tendre et pourraient également être valorisés d'avantage sur les marchés futurs (Shewry, 2009).

Au Maroc, *Triticum dicoccum* aurait été cultivé pour la première fois en 1924 (William et al., 2011). L'orge (*Hordeum vulgare*) dominait la culture des céréales, suivie du blé dur (*Triticum durum Desf*) au début du XXe siècle, ce qui signifie que le blé tendre était une culture minoritaire cultivée uniquement dans les oasis sahariennes de la vallée du Drâ, telles que *T. sphaerococcum* Perc. Ce qui s'est avéré être une autre espèce en raison de ses caractères distingués d'épis, compacts avec des glumes velues, à savoir *T.oasicolum*. Ce dernier n'a pas été en mesure de rivaliser en dehors des oasis en raison de sa vulnérabilité à la maladie foliaire qui ne pouvait apparaître dans l'environnement saharien. En tant que première impression de son manque de popularité dans le pays, le blé tendre était

communément appelé «queue de mulet» chez les agriculteurs (William et al., 2011). À partir de 1912, les colons français ont cultivé le blé en tant qu'une culture véritable en dehors de l'oasis, dépassant ainsi la consommation interne à fournir à la France pendant les deux guerres mondiales. Afin de répondre aux besoins avec des cultivars à rendement élevé, le programme national de sélection a été lancé en 1921 (William et al., 2011).

Au cours des quatre décennies suivantes, la superficie cultivée en blé tendre a dépassé 500 000 ha, bien que le Maroc ait connu un déficit de production sous la pression démographique croissante. En 1986, la superficie cultivée en blé tendre a doublé deux fois pour atteindre un million d'hectares et approcher deux millions d'hectares 10 ans plus tard, tandis que la superficie cultivée en blé dur est restée stable à 200 000 ha. En 2011, le blé tendre et le blé dur couvraient 1,9 et 1,3 millions d'hectares respectivement (William et al., 2011). En 2017, la superficie totale consacrée aux céréales d'hiver a atteint 4,6 millions d'hectares, ce qui a permis de récolter 10,4 millions de tonnes de céréales, dont 7,3 millions de tonnes de blé en 2018 (FAO, 2018).

1.2 Classification

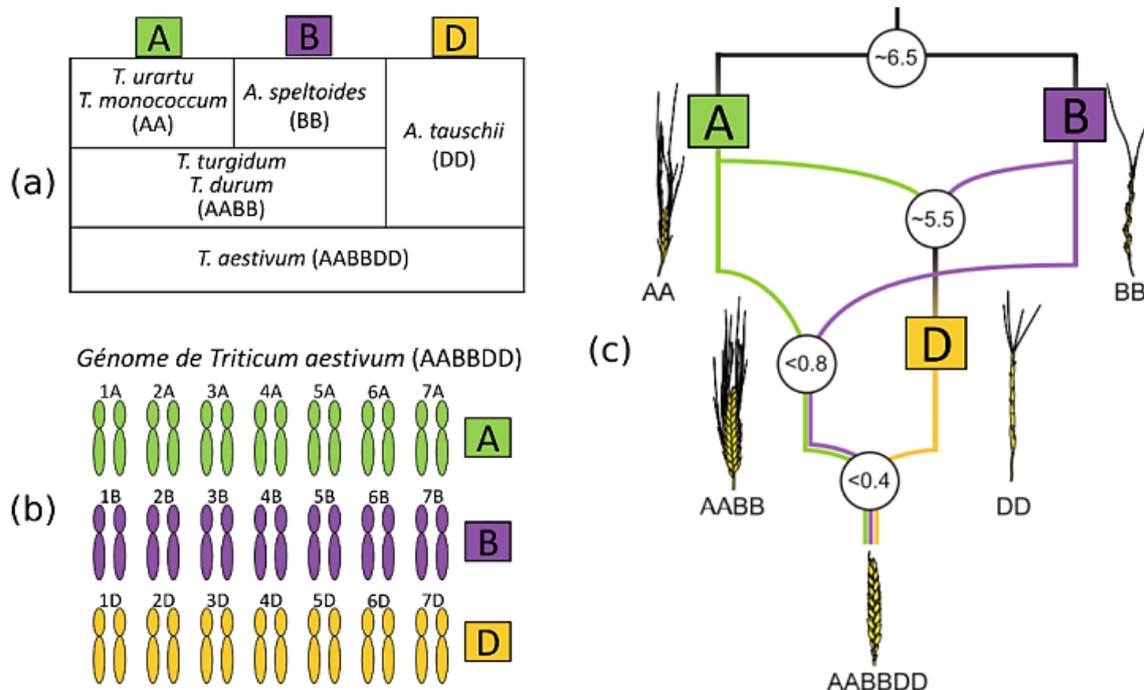
1.2.1 Classification botanique

La famille des graminées (Poacea) comprend plus de 10000 espèces différentes, parmi lesquelles le blé tendre (*Triticum aestivum* sp). Une plante monocotylédone appartenant au genre *Triticum*, une graminée annuelle de hauteur moyenne (0,5 - 1,6m) avec un épi terminal dans lequel les épillets sont solitaires, sessiles, disposés alternativement sur les nœuds selon un zig-zag dans un rachis. Le rachis est articulé, canalisé, formant un vrai épi rempli de fruit sec et indéhiscents appelé caryopse, composé d'une graine et de téguments (Briggle et Rettz, 1965).

1.2.2 Classification phylogénétique

La ploïdie différente des blés cultivés explique les événements de polyploïdisation qui se sont produits tout au long de leur évolution, bien avant la domestication. Les espèces diploïdes telles que l'engrain (*Triticum monococcum*), les espèces tétraploïdes comme l'amidonniér et le blé dur (*T. turgidum* et *T. durum*) et les espèces hexaploïdes comme le blé tendre (*T. aestivum*). Toutes ces espèces partagent une grande partie de leur génome provenant de trois espèces diploïdes ancêtres génétiquement proches. Ces trois espèces ancêtres sont *Triticum urartu* (portant le génome A; $2n = 14$), *Aegilops speltoids* (portant le génome B; $2n = 14$) et *Triticum tauschii* (portant le génome D; $2n = 14$; Fig.1). Les deux

premiers proviennent d'une spéciation remontant à 6,5 millions d'années d'un ancêtre commun, tandis que *T. tauschii* est issu d'une hybridation entre *T.urartu* et *Ae. speltaoides* estimés à 5,5 millions d'années (Marcussen et al., 2014). Au cours des dernières périodes de leurs événements évolutifs, une hybridation a eu lieu entre *T. urartu* (AA) et *Ae. speltaoides* (BB) il y a environ 0,8 million d'années, pour donner une espèce tétraploïde (AABB) à partir de laquelle le blé dur et l'amidonnier ont été dérivés (Fig.1). Une seconde hybridation s'est produite entre un blé tétraploïde (AABB) et *T. tauschii* (DD) créant l'ancêtre hexaploïde (AABBDD) du blé tendre et de l'épeautre beaucoup plus tôt qu'environ 10 000 ans sur la base



de données archéologiques (Marcussen et al., 2014).

I.3 Caractéristiques botaniques

I.3.1 Morphologie de la plante

I.3.1.1 Tige

La tige d'un plant de blé mûr se compose de phytomères, de segments répétitifs contenant un nœud, un entre-nœud creux, des feuilles émergeant de manière opposée et un bourgeon de talle sur l'aisselle des feuilles. La gaine de la feuille s'enroule autour de la tige pour fournir plus de support à la pousse (Kirby, 2002).

Figure 1 : L'origine des génomes portés par les différents blés. (a) Catégorisation des différentes espèces de blé en fonction de leur niveau de ploïdie, portant les génomes A, B et / ou D. (b) Diagramme caryotype du blé hexaploïde (*Triticum aestivum* sp.). (c) Diagramme de l'évolution du blé, les dates estimées des événements étant exprimées en millions d'années, selon Marcussen et al., 2014.

1.3.1.2 Feuillage

La feuille se compose de deux parties distinctes émergeant de méristèmes différents, le limbe de la feuille constituant le tissu photosynthétique principal et la gaine basale servant de support à la tige. Le point de rencontre de ces deux parties s'appelle la ligule (Fig.2). Les feuilles impaires se trouvent d'un côté de la tige, tandis que les feuilles paires se développent de l'autre côté. La feuille drapeau est la dernière à se développer avant l'apparition de l'épi (Setter et al., 2000)..

La feuille est composée de trois types de tissus : l'épiderme qui forme à la fois la couche supérieure externe et la couche inférieure de la feuille ; les deux couches sont recouvertes de cire épicuticulaire. Les deux tissus entourent le mésophylle qui se connecte au système

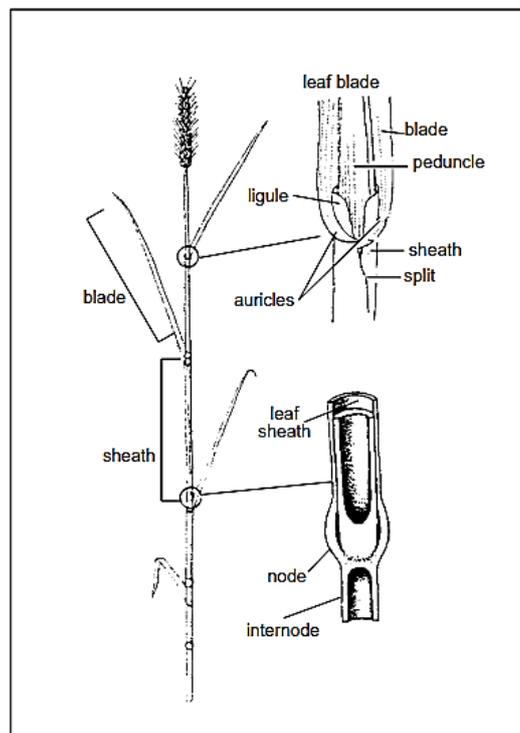


Figure 2: Structure détaillée des tiges et des feuilles (Setter et al., 2000).

vasculaire (Kirby, 2002).

1.3.1.3 Talles

Les talles sont des branches latérales basales émergeant des bourgeons situés à l'aisselle des feuilles de la tige principale (Fig.3). Les feuilles des talles sont identiques à celles de la tige principale. Les talles de la tige principale peuvent produire à leur tour des talles secondaires ou des sous-talles capables de produire une pointe, mais ils ne peuvent pas

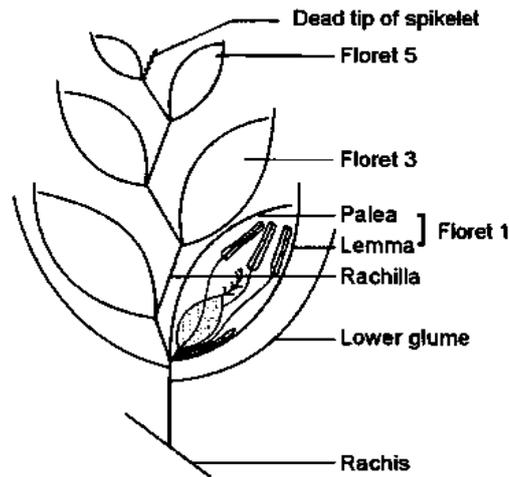


Figure 4: Schéma d'un épillet (Kirby et Appleyard, 1987)

1.3.2.2 Le caryopse

Les trois constituants principaux du grain sont le manteau de son, l'embryon et l'endosperme. Dans la plupart des cas, les proportions de chaque constituant sont probablement les suivantes: 14% de son, 3% d'embryon et 83% d'endosperme. Le manteau de son est composé de trois couches; une couche externe ou un péricarpe se trouve sous la testa, tous deux dérivés de la paroi de l'ovaire de la plante mère, suivis de la couche d'aleurone en tant que fournisseur important d'enzymes et de facteurs de germination (Fig.5).

L'embryon est constitué d'un point de croissance ou d'un sommet de pousses et d'un bourgeon racinaire primaire appelé radicule. La pousse est recouverte par la coléoptile, une feuille modifiée qui protège la pousse pendant la germination dans le sol. Une structure elliptique

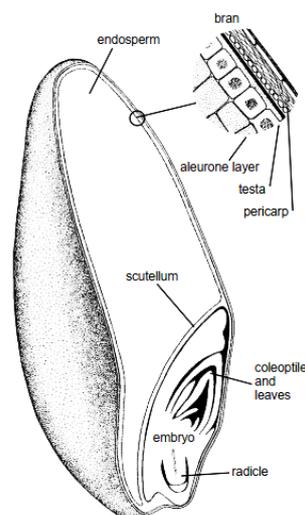


Figure 5: Structure de la graine de blé (Setter et al., 2000).

appelée scutellum, qui sépare les réserves d'énergie (endosperme) et l'embryon, sert également de voie de transfert de l'endosperme à l'embryon en croissance (Fig.5).

I.4 La croissance végétative

I.4.1 Croissance racinaire

L'embryon possède environ six primordia de racine. Au cours de la germination, la racine primaire émerge de la coleorhize, suivie de quatre ou cinq racines séminales latérales qui peuvent atteindre 2 m de profondeur dans le sol supportant la tige principale jusqu'au développement des racines nodales. De plus, un ou plusieurs nœuds inférieurs peuvent développer des racines en fonction de la profondeur de semis (Hadjichristodoulou et al., 1977). À mesure que les talles se développent, des racines nodales apparaissent et sont généralement associées à la levée de la quatrième feuille. Les racines nodales sont plus épaisses et ont tendance à pousser horizontalement. Un système racinaire complètement développé peut atteindre une profondeur de 1 à 2 m en fonction de la texture du sol (Kirby, 2002).

I.4.2 Croissance des feuilles

La première feuille commence et apparaît comme une bosse sur le sommet des pousses qui se développe latéralement et forme une crête en forme de croissant. Une fois qu'elle dépasse le sommet des pousses, elle prend la forme d'un capot. La ligule commence avec une croissance marginale supplémentaire lorsque la feuille mesure 20 mm de long. La gaine de la feuille commence à la position médiane de la feuille, formée par la couche cellulaire externe du sommet, et s'étend de manière marginale et apicale autour de ses flancs. Lorsque la feuille dépasse le sommet des pousses, la croissance apicale s'arrête et est centrée sur la base de la jeune feuille. Lorsque la feuille atteint 20 mm de long, la gaine et la lame deviennent distinctes (Blackman, 1971).

Les primordia des feuilles au sommet des pousses peuvent varier de 7 à 15 selon le génotype, la température, la nutrition et l'intensité de la lumière. La température est un facteur important dans le développement de la feuille, un minimum de 0°C, un maximum de 38° C et un optimum de 28°C (Kirby and Appleyard, 1983).

I.4.3 Croissance de la tige

L'élongation de la tige est le processus d'expansion des entre-nœuds qui commence par le développement des feuilles, des racines et de l'oreille (Patrick, 1972). Pour un plant de blé

mûrissant, le quatrième entre-nœud supérieur est le premier à se développer (Burns et al., 2008), tandis que les entre-nœuds inférieurs ont tendance à rester courts (Kimber et al., 1987).

Lorsqu'un interné atteint la moitié de sa longueur finale, celui du dessus commence à s'allonger, alors que la croissance du cinquième nœud commence à ralentir, le sixième entrenœud se développe suivi du septième internœud et le processus se poursuit jusqu'à la fin de l'élongation (Evans and Wardlaw, 2017). La longueur de l'entrenœud contribue plus que le nombre dans la hauteur du plant de blé qui peut aller de 30 à 150 cm, qui est déterminé par le génotype et les conditions environnementales (Austin et Jones, 1975).

I.4.4 Croissance des talles

L'émergence de talle commence à partir des bourgeons formés à l'aisselle des feuilles. Les talles sont structurellement identiques à la tige principale et enfermées dans une feuille modifiée appelée prophyllé (Burns et al., 2008). En règle générale, l'émergence d'une talle est favorable par temps chaud au printemps plutôt qu'en automne ou en hiver (Kirby and Appleyard, 1983). Le tallage est lié au nombre de feuilles de la plante; une fois que la plante se forme autour de 2,7 feuilles, la première talle apparaît, la deuxième talle apparaît dès que la plante a environ 3,7 feuilles, etc. (Burns et al., 2008).

Cependant, en raison des conditions environnementales, les talles ne sont pas toutes capables de former des épis et des grains dans la plupart des cultures de blé, mais elles peuvent fournir des nutriments et des glucides aux talles productives si elles sont endommagées ou détruites pendant la croissance (Burns et al., 2008).

I.5 Reproduction

Le blé est généralement cleistogame, ce qui signifie que le pollen est versé dans la fleur avant son ouverture et que toute pollinisation croisée se produit par dispersion du vent, principalement lorsque la fleur s'ouvre et peut durer de 8 à 60 minutes. Cette durée varie en fonction du génotype entraînant moins de 2% de pollinisation croisée (Eastham et Sweet, 2002).

Le pollen de blé se dépose sur les branches du stigmate par une force électrostatique faible, puis le pollen absorbe l'eau de la cuticule stigmatique, ce qui permet au tube pollinique de démarrer le processus de fécondation et le stigmate reste réceptif pendant 6 à 13 jours après l'anthèse, cette durée est influencée par les conditions environnementales (Heslop-Harrison, 1979). Le pollen de blé reste viable moins de 30 minutes après sa libération et, une fois déposé sur les branches stigmatiques, le développement du tube pollinique commence dans

une heure ou deux, puis la fertilisation dure 40 heures supplémentaires. Chaque étamine peut produire de 1 000 à 3 800 grains de pollen, soit environ 450 000 grains de pollen par plante (D'Souza, 1970).

1.6 Développement

Les stades de développement du blé peuvent être distingués en fonction de la différenciation des organes: germination, émergence, tallage, montaison, élongation de la tige, épiaison, et enfin maturité (Fig.6). La germination peut avoir lieu lorsque la teneur en eau dépasse 35% du poids de la graine à une température allant de 4°C à 37°C avec un optimum de 25 ° C (Spilde, 1989). Après l'émergence, les talles commencent à croître en nombre variable en fonction du génotype et des conditions environnementales (Longnecker et al., 1993).

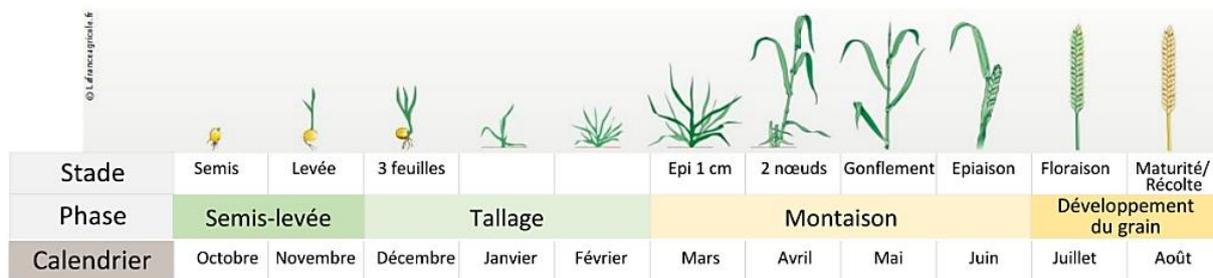


Figure 6: Schéma simplifié pour le développement du blé d'hiver (Acevedo et al., 2002).

La réponse du blé à la vernalisation pour l'induction florale dépend des génotypes, le blé d'hiver est très réactif et nécessite des températures comprises entre 0 et 7 °C pendant 30 à 60 jours aux premiers stades de croissance, tandis que le blé de printemps réagit faiblement ou pas à la vernalisation et nécessite des températures comprises entre 7 et 18°C pendant 5-15 jours (Evans, 1987).

Une fois que le plant de blé a formé huit feuilles sur la tige principale, il passe en phase de reproduction (Kirby et al., 1989). Au niveau des 12 feuilles, le nombre d'épillets est déjà déterminé et varie de 20 à 30, ce stade se termine lorsque les épillets terminaux sont formés (Allison et Daynard, 1976), puis l'épi commence à se développer lorsque la feuille du drapeau apparaît. Une fois que l'épi est formé, trois à six fleurons à l'intérieur de chaque épillet sont auto-pollinisés. L'anthèse commence au centre de l'épi puis se propage à la base et aux parties apicales de l'épi, ce qui provoque la fécondation des fleurons centraux deux à quatre jours plus tôt que les autres (Simmons et Crookston, 1979). Une fois la fécondation terminée, l'endosperme, les amyloplast, le dépôt d'amidon et la formation d'embryons se poursuivent à

l'intérieur du grain, accompagnés d'une division cellulaire rapide pendant la période de

Nutriments

remplissage (Jones et al., 1985). La maturité est atteinte lorsque les épis et les feuilles drapeau deviennent secs et jaunes (Hanft et Wych, 1982).

1.7 L'importance nutritionnelle

Le blé est la culture alimentaire de base qui fournit des calories et des protéines à plus du tiers de la population mondiale, plus que toute autre culture (Shewry, 2009). Sa richesse en protéines, minéraux, vitamines et fibres ainsi que ses caractéristiques qualitatives et quantitatives de la farine de blé sans gluten peuvent être transformés en différents types d'aliments tels que le pain, les pâtes, le couscous et les biscuits, ce qui en fait un excellent aliment de santé (Kumar et al., 2011). Un grain de blé contient 78,1% de glucides, 14,7% de protéines, 2,1% de matières grasses et 2,1% de minéraux et de vitamines telles que la thiamine et la vitamine B (Kumar et al., 2011), ainsi que d'autres minéraux traces tels que le sélénium et le magnésium (Uauy et al., 2006). La valeur nutritionnelle du blé est résumée dans le Tableau

En plus de sa valeur nutritive, le blé possède également plusieurs propriétés médicinales. Le blé entier, y compris les fibres et le germe de blé, qui sont jetés au cours du processus de raffinage, offre une protection contre certaines maladies telles que les maladies cardiaques, la constipation, l'ischémie, l'obésité et le diabète en raison de leur teneur en vitamines B et E (Hadjivassiliou et al., 2003). Les fibres de blé peuvent fournir des antioxydants phénoliques au côlon pendant la digestion, ce qui peut protéger contre le cancer colo-rectal (Blechl et al., 2007).

Eau	35.2g
Energie	267 Kcal
Protéines	10.72g
Lipides Totals	3.24g
Carbohydrates	48.68g
Fibers	4g
Sucres	5.91g
Minéraux	
Calcium	133mg
Fer	3.49mg
Magnésium	45mg
Phosphore	149mg
Potassium	177mg
Sodium	508mg
Zinc	1.19mg
Cuivre	0.159mg
Manganèse	3.99mg
Selenium	28.8mg
Vitamines	
Vitamine C	0.2mg
Thiamine	0.415mg
Riboflavine	0.253mg
Niacine	5.62mg
Vitamine B6	0.111mg
Folate	85µg
Choline	18.7mg
Luteine + zeaxanthine	44µg
Vitamine E	0.19mg
Vitamine K	4.9µg
Acides gras	
Saturés	0.777g
Monounsaturés	0.607g
Polyunsaturés	1.499g

Tableau 1: La teneur en éléments nutritifs du blé tendre par portion de 100 g.

1.1.8 La production

En 2050, le monde aurait besoin d'environ 840 millions de tonnes de blé. Des techniques de gestion génétique et de gestion des cultures devraient permettre d'atteindre moins de terres et de ressources qui, avec les changements climatiques, des maladies émergentes et une population mondiale croissante seront probablement une tâche difficile (Sharma et al., 2015). Pour répondre à cette demande, les pays en développement devraient augmenter leur production de blé de plus de 77%, parallèlement à l'améliorations agronomique et génétique et à des techniques de conservation des ressources (Sharma et al., 2015). En 2017, la

production mondiale de blé s'élevait à près de 772 millions de tonnes sur plus de 218 millions d'hectares de la superficie totale récoltée, une production en augmentation chaque année à mesure que la demande mondiale augmente (Fig.7).

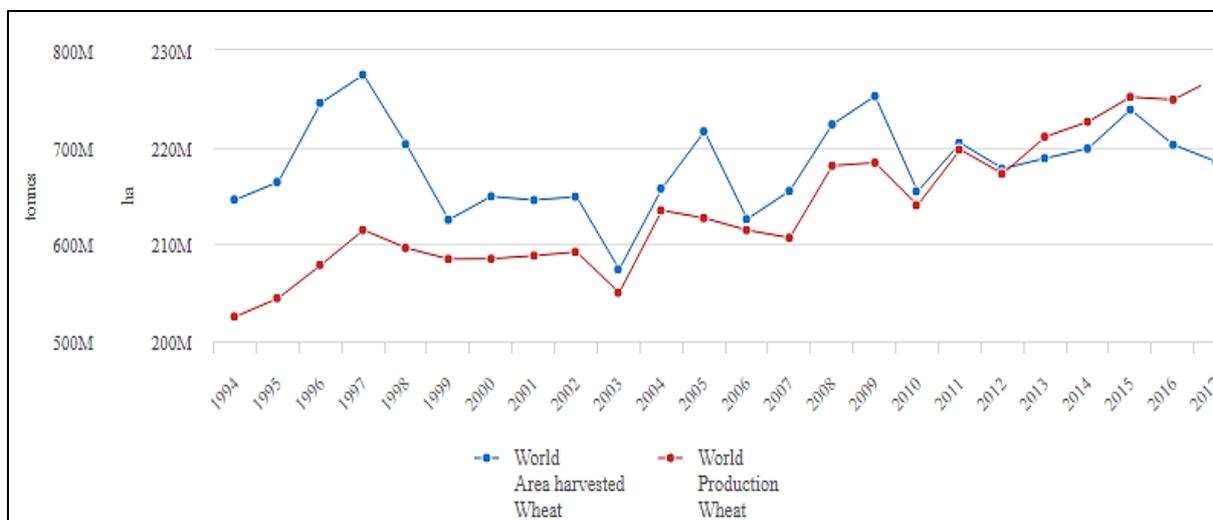


Figure 7: L'évolution de la production mondiale de blé au cours des années (FAOSTAT, 2018)

Au niveau continental, l'Asie représente la plus grande part de la production de blé (43,5%), suivie de l'Europe (32,6%), des Amériques (17,1%) et de l'Afrique (3,3%) (FAOSTAT, 2019). En 2017, la production de blé en Chine a atteint plus de 111 millions de tonnes en tant que premier producteur, suivie de l'Inde avec une production de 77 millions de tonnes suivi par la Russie, la France, le Canada, l'Allemagne, l'Australie, Pakistan et la

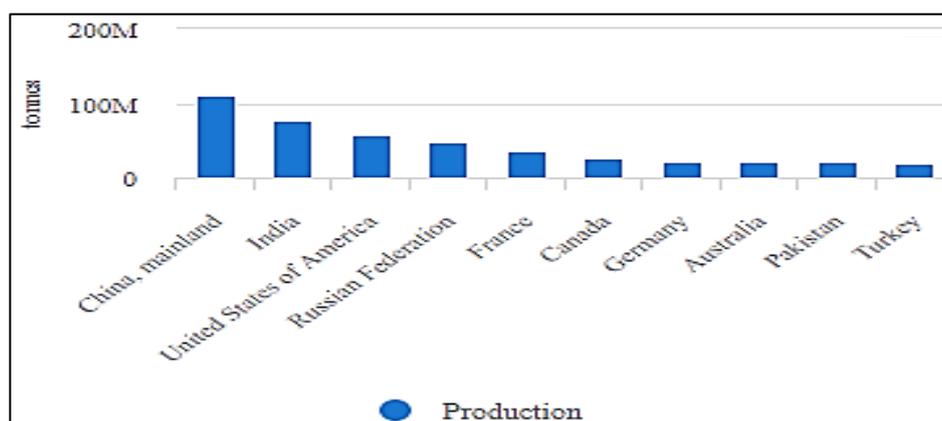


Figure 8: Les dix premiers producteurs de blé dans le monde (FAOSTAT, 2018)

Turquie, avec une production totale de près de 296,52 millions tonnes (Fig.8).

Au Maroc, les céréales constituent la principale culture agricole, occupant plus de 65% des terres agricoles sur lesquelles le blé tendre représente 54% (MADRPM, 2018). En 2018, la production de blé au Maroc a atteint environ 6,4 millions de tonnes récoltées sur 4,7

millions d'hectares avec une utilisation inchangée de semences certifiées et de fertilisation par rapport à l'année précédente, ce qui a entraîné une baisse significative des importations de blé (MADRPM, 2018).

En conclusion, le blé en tant que culture de base et indice incontestable de la sécurité alimentaire, sa production doit être maintenue au même niveau de croissance démographique que la demande mondiale passera à 60% (Singh et al., 2011) et afin d'améliorer la production de blé dans les pays en développement, l'ICARDA en partenariat avec l'Algérie, l'Égypte, l'Iraq, la Jordanie, le Soudan, la Syrie, le Liban et le Maroc ont mis au point des génotypes de blé performants et tolérants au stress, cultivés dans de nombreux pays de la région de CWANA. augmentation moyenne de 28% de la production (Tadesse et al., 2017).

I.9 Contraintes de développement

I.9.1 Stress abiotiques

Alors que le réchauffement climatique devient de plus en plus intense, les stress abiotiques peuvent constituer l'un des plus grands défis pour le maintien de la sécurité alimentaire. La chaleur provoque une baisse significative du rendement en blé en affectant les mesures physiologiques et morphologiques (Afzal et al., 2015). Une température supérieure à 30°C peut entraîner une diminution du pourcentage de germination en doublant le temps de germination et peut réduire la croissance des racines moins que la quantité normale. Des températures supérieures à 34°C affectent de manière critique la photosynthèse, ce qui réduit le remplissage du grain et la biosynthèse de l'amidon dans l'endosperme et, finalement, le poids du grain sera réduit (Brestic et al., 2014).

Tableau 2: Effet de la température sur différents processus biologiques et phases physiologiques chez le blé (Afzal et al., 2015)

Processus	Température minimale (°C)	Température optimale (°C)	Température maximale (°C)
Limites léthales	-17.5	-	47.5
Initiation des feuilles	-1	22.0	24
Croissance de tige	3.0	20.3	>20.9
Croissance des racines	2.0	<16.3	>25.0
Remplissage de graine	9.2	20.7	35.4

I.9.2 Stress biotique

Le blé est une culture vulnérable aux stress biotiques causés par divers organismes vivants tels que les champignons, les bactéries, les virus et les ravageurs. La possibilité que le blé soit l'hôte de l'un de ces organismes dépend du niveau de tolérance d'un cultivar de blé et des conditions environnementales. Les maladies fongiques peuvent être responsables de 15 à 20% des pertes de rendement (Figueroa et al., 2018) principalement causées par trois types de maladies, à savoir les rouilles (Fig.9), les maladies transmises par les semences et les maladies de la pourriture des racines (Afzal et al., 2015).

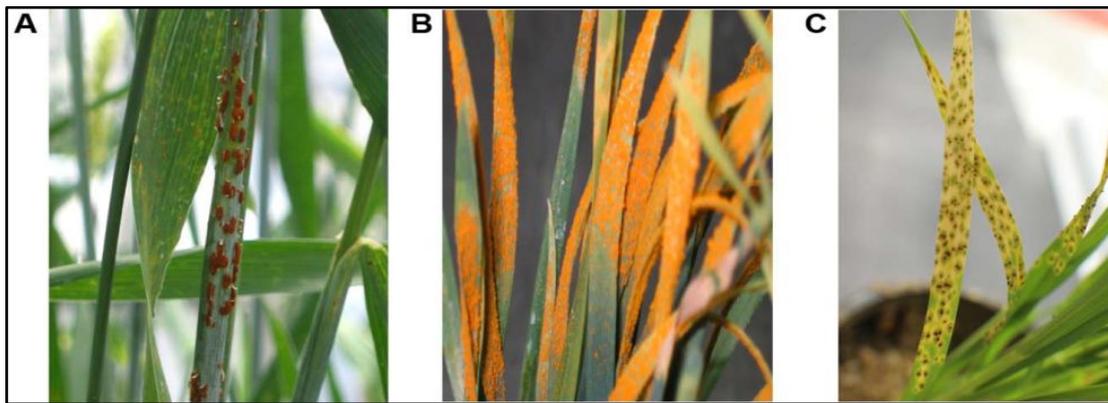


Figure 9 : Symptômes des maladies des rouilles du blé causées par *Puccinia graminis* f. sp. tritici (A), *Puccinia striiformis* f. sp. tritici (B) et *Puccinia triticina* (C) (Figueroa et al., 2018)

II. LA SALINITÉ

La salinité fait partie des stress abiotiques les plus dommageables qui affectent la croissance et la productivité des plantes et entraînent leur mort dans les cas graves (Chinnusamy et al., 2005). Le stress salin est un facteur limitant causé par l'accumulation d'ions Sodium (Na^+) et Chlore (Cl^-) principalement dans le sol, plus fréquente dans les zones arides et semi-arides en raison d'activités tant naturelles qu'anthropiques (Imadi et al., 2016). La forte concentration de sel dans le sol se reflète sur la plante par une croissance réduite, un développement perturbé et un faible rendement, entraînant de graves pertes économiques (Abdelly et al., 2006). 6% de la superficie terrestre mondiale et 20% de la superficie totale des terres arables, qui correspond à 800 millions d'hectares, sont affectés par la salinité (Arzani, 2008), ce qui en fait une grave menace pour la sécurité alimentaire mondiale, en particulier 50% des terres arables mondiales devraient être affectés par le sel en 2050 (Halford, 2006). De plus, la salinité affecte la structure du sol et réduit sa biodiversité, ce qui peut affecter la transformation de la matière organique et la disponibilité des éléments nutritifs, transformant

ainsi une terre fertile en terre non productive (Grieve et al., 1986). Les sols salins produisent 50% de moins que les rendements attendus des sols normaux (Rengasamy, 2002). Par conséquent, les techniques de sélection et génétiques peuvent jouer un rôle important dans l'amélioration des cultures contre la salinité (Ledesma et al., 2016).

II.1 Causes

L'accumulation de sels dans le sol se produit à la fois par des activités naturelles (salinisation primaire) et humaines (salinisation secondaire). Le phénomène naturel des processus géologiques et hydrologiques sur les matériaux de base du sol, tels que les phénolytes, les grès et les dépôts lagunaires, peut augmenter l'accumulation de sel dissous dans le sol, ce qui peut être plus grave en association avec les facteurs climatiques dans les zones arides et semi-arides où une forte évaporation peut entraîner une salinisation accélérée (Wanjogu et al., 2001). Dans les zones côtières, la plupart des sels de sol proviennent de la mer en raison des inondations dues aux marées, de l'intrusion d'eau de mer dans les rivières et des jets d'eau entraînés par le vent (Cyrus et al., 1997). En Asie, la plupart des sels de sol sont transportés de la mer par des cyclones et déposés par les précipitations (Sultana et al., 2001).

Les activités humaines entraînant l'accumulation de sel dans le sol sont principalement liées à des méthodes d'irrigation inappropriées utilisant une eau de mauvaise qualité (Yadav et al., 2011). Il est estimé que 50% des terres irriguées sont touchées par le sel (Szabolcs, 1992). La salinisation anthropique est plus intense dans les zones arides et semi-arides en raison d'un engorgement dû à une irrigation inadéquate (Ponnamperuma, 1984). Il existe de nombreuses autres causes anthropiques qu'une irrigation inadéquate, telles que la déforestation, qui conduit à une réduction des précipitations, à une augmentation de la température de surface et finalement à une évaporation plus élevée (Hastenrath, 2001). Les arbres réduisent l'érosion. Sans eux, le sol est certainement érodé par les fortes pluies, avec une augmentation des inondations et une sédimentation. La salinité du sol s'accumule progressivement (Fig.10).

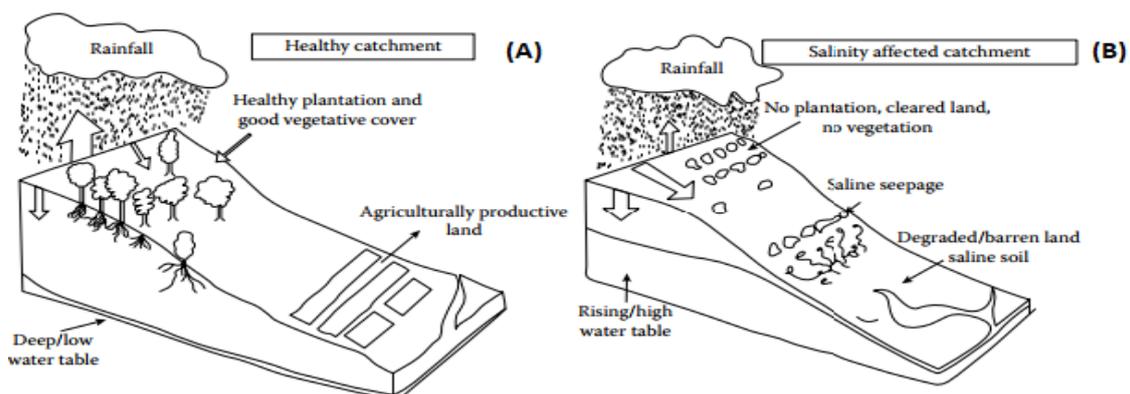


Figure 10: L'occurrence de salinisation avec (A) et sans (B) couvert végétal (Pessarakli, 2016).

En Inde, les terres forestières cultivées sont affectées par le sel, les zones côtières, en particulier les plaines formées par des rivières, où la salinisation augmente à mesure que la superficie forestière diminue (Szabolcs, 1994). Dans les zones arides et semi-arides où la couverture du sol est faible, le surpâturage aggrave le statut de la végétation naturelle, ce qui aboutit à une salinisation progressive et finalement à la désertification (Szabolcs, 1994). Les activités industrielles telles que les émissions de déchets chimiques et d'eau salée des municipalités peuvent également contaminer la couche supérieure du sol et entraîner une salinisation accrue (Bond, 1998).

II.2 Effets

I.2.2.1 Sur la germination

La germination des graines est la phase la plus importante du cycle de développement de la plante, durant laquelle l'installation et la productivité de la plante sont déterminées. La germination est un processus enzymatique au premier degré, où un excès d'ions salés tels que Na^+ et Cl^- modifie les activités enzymatiques des protéines impliquées dans les processus physiologiques de la graine en germination tels que la polyphénol oxydase, l'amylase, la peroxydase (Hajlaoui et al. 2007), l'acide malique déshydrogénase et glucose-6-phosphate déshydrogénase (Katembe et al., 1998) entraînant une réduction de la production d'énergie en conséquence de laquelle l'émergence de la plantule sera potentiellement fragile ou morte dans les cas graves (Morais et al., 2012). La salinité génère un stress osmotique qui réduit l'absorption d'eau, entraînant une imbibition insuffisante et une faible expansion cellulaire du bourgeon racinaire et provoquant des modifications morphologiques de la graine (Panuccio et al., 2014).

II.2.2 Sur la croissance de la plante

L'effet de la salinité sur la croissance des plantes peut être divisé en trois catégories principales; (i) réduction de la disponibilité en eau due au potentiel osmotique appliqué par le sol affecté par le sel, (ii) distorsion physique du sol qui diminue la perméabilité de l'eau et l'aération et (iii) concentration élevée d'ions toxiques inhibant le métabolisme normal des plantes et causant des nutriments minéraux carences (Yadav et al., 2011). Cependant, les pertes de rendement sont significativement liées au stress osmotique avant que la toxicité ionique n'apparaisse sur les feuilles dans la plupart des cas (Yadav et al., 2011).

L'accumulation de Na^+ et de Cl^- dans les tissus végétaux affecte l'assimilation des cations essentiels tels que K^+ et Ca^{2+} , de sorte que le Na^+ entre en compétition avec le Ca^{2+} sur les

sites de fixation apoplasmique, cette interaction affecte le taux de croissance et les activités fonctionnelles des racines (Djerah). et Oudjehih, 2016). Anatomiquement, la salinité augmente l'épaisseur de l'épiderme et du mésophylle et réduit les espaces intercellulaires dans les feuilles (Parida et al., 2004). Les symptômes morphologiques courants d'accumulation d'ions toxiques sont la réduction de la biomasse, le tallage retardé et le développement foliaire et racinaire en voie de disparition (Khaled et al., 2007). L'expansion foliaire diminue à mesure que la concentration en sel augmente, entraînant une diminution de la surface foliaire et donc une réduction de l'interception de la lumière (Parida et al., 2005). La fermeture stomatique en réponse à la salinité limite la disponibilité de CO₂ pour les réactions de carboxylation, ce qui peut clairement se traduire par un faible taux de croissance dans la plante (Brugnoli et Björkman, 1992). La disponibilité en CO₂ est également affectée par le potentiel osmotique appliqué au sol et à l'eau, qui provoque une déshydratation foliaire et donc une perméabilité réduite au carbone (Yadav et al., 2011).

Des niveaux plus élevés de NaCl sont généralement associés à une réduction significative du poids de la plante, de la hauteur des pousses, de la longueur des racines, de la biomasse fraîche et sèche et du nombre de feuilles par plante (Mohammad et al., 1998). Le rapport racine / tige est proportionnel à l'augmentation de la salinité, le fait que la plante consacre plus d'énergie au développement des racines afin de fournir plus d'eau sous le stress osmotique provoqué par le sel (Meloni et al., 2001).

II.2.3 Sur la physiologie de la plante

Le sel a un effet inhibiteur sur les diverses activités physiologiques et biochimiques impliquées dans la photosynthèse et la synthèse des protéines qui déterminent la réponse au stress (Alem et al., 2002). La chlorophylle et les pigments de feuilles totaux diminuent généralement et les feuilles plus anciennes présentent des symptômes de chlorose et de nécrose en cas de stress salin prolongé (Agastian et al., 2000). La fermeture stomatique entraîne une diminution de la concentration interne de CO₂ lorsque le transport d'électrons est perturbé lorsque le sel dépasse le seuil de tolérance dans le stroma de chloroplaste, ce qui affecte l'activité photosynthétique en tant que processus physiologique dominant (Ouhaddach et al., 2015).

La toxicité ionique de Na⁺ et de Cl⁻ entraîne une altération des processus métaboliques, une désorganisation de la membrane, des troubles nutritionnels, une perturbation de la synthèse des protéines pouvant entraîner une sénescence prématurée (Panuccio et al., 2014).

Absorption nutritionnelle de certains ions tels que K^+ , Mg^{2+} , Fe^{2+} ; Ca^{2+} , N et P diminuent généralement avec la salinité mais ne sont pas proportionnellement congruents dans tous les organes de la plante (Grattan et Grieve, 1999). En stress salin, la concentration de Ca^{2+} est stable dans les racines mais diminue dans la tige et les feuilles et la teneur en K^+ est réduite en particulier dans les feuilles, alors que la teneur en Mg^{2+} n'est pas affectée dans les deux parties de la plante (Ferreira et al., 2001).

Dans le métabolisme de l'azote, l'activité de la nitrate réductase (NR) est réduite en cas de stress salin (Baki et al., 2000). La présence de niveaux élevés de sels de Cl^- dans le milieu externe est principalement liée à la réduction de l'activité des RN (Flores et al., 2000). Le stress salin est également responsable de la réduction des enzymes clés lors de l'assimilation de l'azote et de la biosynthèse des acides aminés, tels que l'isocitrate déshydrogénase et la glutamate synthase spécifiques du NADP (Popova et al., 2002). D'autres systèmes métaboliques, tels que la réduction de l'oxaloacétate en malate, sont modifiés en fonction des organes de la plante. Le taux de transcription de la diminution de la NADP-malate déshydrogénase chez une plante stressée atteint alors des niveaux plus élevés, deux fois plus que chez une plante non stressée, alors que le taux de NADP-malate déshydrogénase dans les racines reste insensible au stress salin (Cushman, 1993, De Aragao et al., 1997).

II.3 Mécanisme de tolérance

La capacité d'une plante à croître et à terminer son cycle de vie dans des conditions de stress salin peut être définie comme une tolérance au sel (Yadav et al., 2011). Les génotypes tolérants développent principalement des voies biochimiques qui agissent de manière additive et synergique et conduisent à la production de molécules et de processus clés pour la tolérance au sel (Iyengar et Reddy, 1996). Les stratégies biochimiques comprennent la régulation et la compartimentation des ions, la biosynthèse de solutés compatibles, les enzymes antioxydantes et la régulation hormonale (Parida et al., 2004).

II.3.1 Régulation ionique et compartimentation

Une grande quantité de sels dans le cytoplasme des cellules végétales ne peut être tolérée car elle perturbe l'homéostasie des ions (Adams et al., 1992). Par conséquent, l'excès de sel est limité dans la vacuole ou compartimenté dans différents organes de la plante (Iyengar et Reddy, 1996, Zhu, 2003). L'antiporteur Na^+ / H^+ est une enzyme induite par les sels qui joue un rôle essentiel dans la compartimentation des ions sels dans la vacuole (Apse et al., 1999). Les pompes H^+ vacuolaires, V-ATPase et V-PPase constituent le système de

sécrétion endomembranique le plus important de la plante. La V-ATPase est indispensable à la croissance de la plante non seulement dans des conditions de stress, mais également dans des conditions normales et dynamisation des transports secondaires (Dietz et al., 2001). Le stress dû au sel induit l'expression de la V-ATPase afin d'améliorer son activité de maintien de l'homéostasie (Otoch et al., 2001).

En régulant l'expression et l'activité des transporteurs de K^+ et de Na^+ , la plante peut maintenir des concentrations élevées de K^+ et de faibles concentrations de Na^+ (Otoch et al., 2001). Les ions Ca^{2+} sont également transportés de l'apoplaste et des espaces intercellulaires et s'accumulent dans le cytoplasme, ce qui réduit l'effet toxique des ions sels et augmente la transduction du signal, ce qui conduit à une plus grande adaptation au stress salin (Knight et al., 1997, Liu et Zhu. , 1997).

II.3.2 Biosynthèse de solutés compatibles

Les molécules de bas poids moléculaire s'accumulent dans le cytoplasme pour maintenir l'équilibre ionique dans la vacuole. Elles n'interfèrent pas avec les processus biochimiques normaux (Zhifang et al., 2003). Les osmolytes s'accumulent proportionnellement aux changements osmotiques externes, protègent les structures cellulaires et soutiennent l'afflux d'eau ou en limitent l'écoulement (Hasegawa et al., 2000). Ces solutés compatibles comprennent principalement la proline, les polyols, les sucres et la glycine bêtaïne (Parida et al., 2005).

Des polyols tels que le mannitol sont synthétisés sous l'action de la mannose-6-phosphate réductase et ont de multiples fonctions en tant que solutés compatibles : chaperons de faible poids moléculaire et réducteurs de radicaux oxygène (Parida et al., 2005). Les polyols ont des propriétés de liaison hydrogène qui les aident à se lier aux membranes, aux enzymes et aux complexes protéiques et à isoler les effets indésirables fortement ioniques (Parida et al., 2005). Les sucres comme le glucose, le fructose et le saccharose jouent les mêmes rôles que les polyols, mais leur teneur diminue sous l'effet du sel (Singh et al., 2000).

La glycine bêtaïne aurait été accumulée dans les pousses, mais resterait stable dans les racines soumises au stress salin, alors que les taux de proline étaient multipliés par 1,6 chez le blé, tandis que les autres acides aminés tels que la cystéine, l'arginine et la méthionine étaient réduits en réponse au stress lié au NaCl (Parida et al., 2005). La biosynthèse de la proline augmente significativement dans les feuilles, les pousses et les racines, tandis que son catabolisme par la proline déshydrogénase est inhibée lors du stress salin, ce qui confirme que

la proline est un acide aminé hautement lié au mécanisme de tolérance au stress salin (Agastian et al., 2000).

II.4 Salinité au Maroc

Alors que les précipitations annuelles devraient diminuer, le Maroc devient l'un des pays les plus arides du monde (Warner et al., 2013). L'agriculture est l'un des secteurs les plus importants sur lesquels repose l'économie marocaine. Par conséquent, 90% des ressources en eau sont utilisées en agriculture et la surexploitation des eaux souterraines augmente la rapidité de la salinisation dans de nombreux grands bassins et aquifères du pays (Warner et al., 2013).

Le bassin de Souss-Massa, situé dans l'ouest du sud du Maroc, reçoit une pluviométrie moyenne annuelle de 250 mm / an dans la plaine où la température atteint 48 ° C, ce qui donne un potentiel d'évaporation élevé, supérieur à 2000 mm / an (Bouchaou et al., 2008). S'appuyant sur l'irrigation, la région produit plus de 50% des agrumes et des légumes exportés. Outre d'autres activités économiques telles que le tourisme et la pêche, les besoins en eau augmentent (Tagma et al., 2009).

La demande en eau dans la région de Souss-Massa a conduit à la création de plus de 25 000 puits, la plupart d'entre eux étant utilisés pour l'agriculture. Ces puits ont une profondeur allant de 10 à 300 mètres et pénètrent dans le sable et le gravier (Bouchaou et al., 2011). L'augmentation des taux d'exploitation des ressources en eau dans ce bassin dépasse la reconstitution naturelle d'environ 260 millions de mètres cubes par an, ce qui se traduit par un niveau de salinité de 37 g / L dans certaines zones (Bouchaou et al., 2008).

L'aquifère côtier de la région de Chaouia est l'un des aquifères les plus touchés par le sel dans la frange côtière du Maroc (Marjoua, 1995). L'intrusion d'eau de mer qui augmente les concentrations d'ions salés tels que Na⁺ et Cl⁻ dans le sol, en plus d'autres activités anthropiques, rend près de 50% des eaux souterraines impropres à la consommation (Najib et al., 2016).

Dans le sud-est du Maroc, dans la province d'Errachidia, le bassin de Ziz s'étend au nord du flanc sud du Haut Atlas, au sud jusqu'à Ouzina en passant par le barrage Hassan Addakhil (Lgourna et al., 2015). Les populations locales de la région dépendent des eaux souterraines du bassin pour boire et irriguer (Lgourna et al., 2015). Dans le cours d'eau du Ziz Wadi, les niveaux de salinité augmentent de nord (460 mg / L) à sud (16 000 mg / L), cette variabilité de la qualité de l'eau est due à la dissolution de formations carbonatées composées

principalement de Ca^{2+} et de Mg^{2+} dans la nord et la dissolution de l'halite entraînant une augmentation des niveaux de Cl^- , SO_4^{2-} et Na^+ dans le sud (Lgourna et al., 2015). En conséquence, la salinisation à long terme des eaux souterraines du bassin de Ziz pourrait affecter l'agriculture, l'eau potable et d'autres activités locales de la région.

II.5 Évaluation de la tolérance au sel en utilisant les SSR

Les microsatellites ou répétitions de séquences simples sont des séquences d'ADN constituées de motifs répétitifs d'une longueur allant de 1 à 6 paires de bases répétées généralement 5 à 50 fois le long du génome (Richard et al., 2008). Les microsatellites peuvent être localisés des milliers de fois sur différents locus du génome de l'organisme (Brinkmann et al., 1998). Structurellement, ils peuvent être composés de motifs di, tri, tétra ou pentanucléotides selon les espèces et sont généralement situés dans des régions non codantes du génome et ne produisent aucun type de protéines (King et al., 1997). Cependant, les microsatellites peuvent interférer dans la régulation des gènes lorsqu'ils sont situés dans des introns, entraînant un changement rapide de l'expression des gènes (Li et al., 2002). Les microsatellites ont un taux de mutation plus élevé que toutes les autres régions du génome, ce qui entraîne une grande diversité génétique (Brinkmann et al., 1998).

Les SSR servent de marqueurs moléculaires dans plusieurs applications, parmi lesquelles la sélection assistée par marqueurs (MAS) dans la sélection végétale par PCR et des amorces spécifiques conçues en fonction des caractères et des espèces (Richard et al., 2008). Les marqueurs SSR peuvent lier les profils d'analyse d'ADN à des traits d'intérêt (par exemple, la tolérance au stress, la résistance aux maladies, la productivité) plutôt qu'à une évaluation morphologique (Miah et al., 2013).

Au cours des deux dernières décennies, les marqueurs SSR ont été utilisés pour l'identification génétique de nombreux caractères d'intérêt pour le blé (Randhawa et al., 2013). Leur codominance, leur capacité d'analyse multi-allélique, leur grande reproductibilité et leur principe simple leur ont permis d'être largement utilisés dans l'analyse moléculaire du blé et d'autres espèces végétales (Varshney et al., 2005). Les marqueurs SSR développés à partir de gènes candidats impliqués dans la tolérance au sel, tels que les antagonistes vacuolaires Na^+ / H^+ (V-ATPase et V-PPase), les transporteurs membranaires Na^+ / H^+ , les transporteurs K^+ / H^+ (HKT), les aquaporines, les facteurs de transcription et les kinases peuvent associer l'analyse moléculaire cartographique à des génotypes tolérants au sel (Singh et al., 2018). L'annotation complète des gènes du blé impliqués dans la réponse à la tolérance au sel et de leur

promoteur, UTR et région non codante peut conduire à une meilleure évaluation moléculaire à l'aide de marqueurs SSR (Singh et al., 2018).

L'exclusion de Na⁺ au niveau de la feuille est associée à la tolérance au stress salin chez le blé tendre et d'autres cultures céréalières telles que l'orge, le riz, le blé dur et d'autres espèces d'*Hordium* (Cuin et al., 2010). Afin d'améliorer la tolérance au sel des blés durs qui semblent plus sensibles au sel que le blé tendre, une recherche sur la collecte internationale de blé dur et de produits apparentés a révélé une nouvelle source d'exclusion de Na⁺ dans un génotype inhabituel nommé Ligne 149 (James et al. ., 2011). L'analyse génétique a montré que la lignée 149 contient deux gènes majeurs d'exclusion de Na⁺ au niveau de la feuille, nommés Nax1 et Nax2 (Munns et al., 2003). Nax1 était situé sur le chromosome 2A et Nax2 sur le chromosome 5A par analyse QTL (Huang et al., 2006). Les gènes Nax1 et Nax2 sont identifiés par cartographie en tant que transporteurs de Na⁺ de la famille HKT et appelés respectivement HKT7 et HKT8 (Byrt et al., 2007).

Chapitre II : Partie Expérimentale

I. Matériel et Méthodes

I.1 Caractérisation phénotypique

I.1.1 Matériel végétal

Des graines de quatre variétés de blé tendre (Kharouba, BT8, Parula et Florence) ont été utilisées pour déterminer la concentration létale LC50.

120 RIL(Recombinant inbreed likes) génotypes de blé d'une population biparentale (génotypes issus d'un croisement entre Florence et Kharouba) seront testés pendant la germination et au cours de la croissance sur la base d'une méthode de screening simple (Lee et al., 2008).

Les feuilles des 120 génotypes et leurs parents ont été prélevés pour extraction d'ADN et analyse moléculaire.

I.1.2 Détermination de la concentration létale médiane de sel LC50

50 graines des chaque variétés de blé ont été désinfectées (immergées dans de l'éthanol à 70% pendant 3 minutes, suivies d'un hypochlorite de sodium à 5% pendant une minute, puis rincées six fois à l'eau distillée) et mises à germer dans des boîtes de Pétri carrées avec 10 ml de solution de Hoagland (voir Annexe 1) à huit niveaux de salinité (NaCl) : Na₂SO₄ = 1: 1); 0, 15, 30, 45, 60, 75, 90 et 150 mM (Fig.11). Les 50 graines ont été placées sur un papier filtre à double couche et chaque condition de traitement a été réalisée en triple. Les boîtes de pétri ont été placées dans une salle de culture avec un régime d'obscurité de 24 heures à 23 ° C et 80% d'humidité relative pendant sept jours.

Une graine était considérée comme ayant germé lorsqu'elle atteignait la moitié de son bourgeon embryonnaire. L'indice de taux de germination (GRI) a été calculé à l'aide de la formule suivante :

$$\text{GRI} = x / y$$

(x = nombre de graines germées après sept jours; et y = nombre de graines par boîte de Pétri (50))

Les concentrations létales médianes de sel (LC50: concentration à laquelle la germination de 50% des graines était inhibée par le stress) ont été calculées à partir des taux de germination sous divers niveaux de salinité en utilisant la droite de régression.

I.1.3 Détermination des génotypes tolérants et sensibles pendant la germination

Les 120 génotypes de blé ont été testés pour la germination sous deux traitements en boîtes de Pétri :

- Témoin : 10mL de solution Hoagland seulement ;
- Traitement salin : 10mL de solution Hoagland avec LC50 de sel ($\text{NaCl}:\text{Na}_2\text{SO}_4$).

L'indice de taux de germination était le même que celui utilisé dans l'expérience 1.

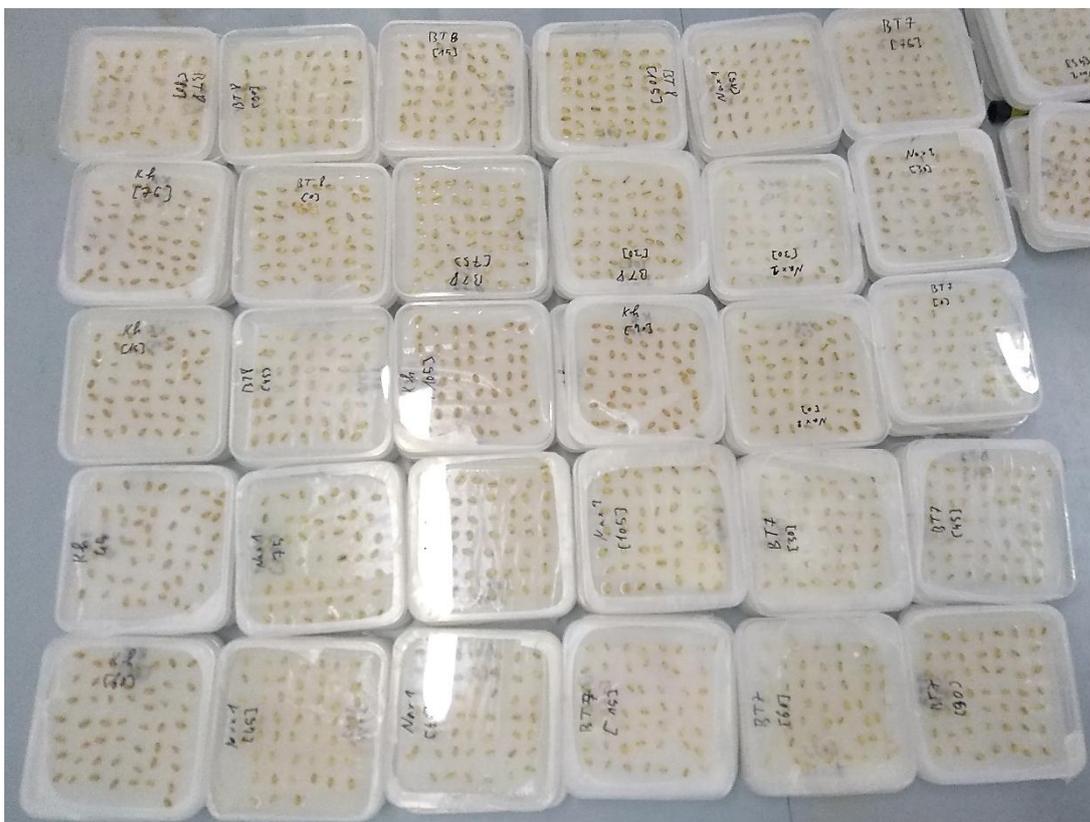


Figure 11: Les graines de blé dans des boîtes de Pétri carrées prêtes à germer sous différentes concentrations de sel.

I.1.4 Détermination des génotypes tolérants et sensibles pendant la croissance et le développement.

Les 120 génotypes de blé considérés tolérants ou sensibles au stress salin au cours de la germination ont été cultivés en serre selon une méthode simple (Fig.12) dans trois traitements de sel (42, 100 et 150 mM) avec un traitement de contrôle pour tester leur tolérance pendant la croissance et le développement.

Les génotypes de blé ont été plantés séparément dans des plateaux. Chaque plateau peut accueillir deux racks et chaque rack peut contenir 98 cônes en plastique de 15 cm de hauteur et 3,5 cm de diamètre.

Chaque génotype a été ensemencé dans six cônes (six réplifications) dans chaque portoir et chaque cône a été ensemencé avec trois graines et éclairci en un seul plant au stade deux feuilles. L'eau du robinet était utilisée pour garder les plantes humides.

Lorsque la troisième feuille était complètement développée, la solution saline était ajoutée au fond du conteneur pour que les plantes puissent la prendre.

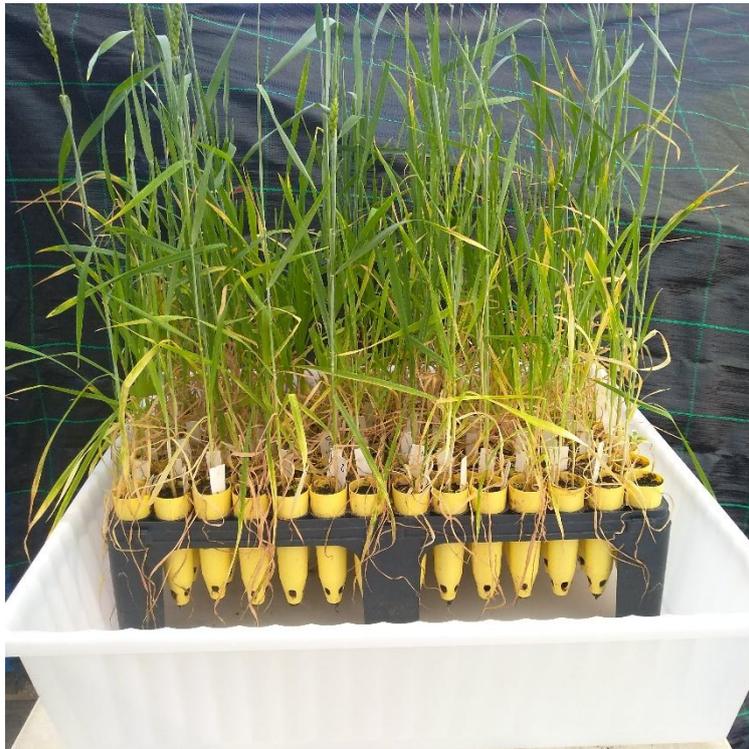


Figure 12: Le système de plantation en cônes.

Un volume de 60 litres de solution saline de chaque concentration est ajouté aux plateaux en plastique contenant les porte-cônes et maintenu pendant 2 heures par jour pendant 2 semaines. Juste après le traitement de 2 heures chaque jour, les porte-cônes sont retirés des plateaux et aucun autre type d'irrigation n'est appliqué.

À la fin de l'expérimentation, la teneur en chlorophylle, le nombre de feuilles jaunes, le nombre de feuilles sèches et la hauteur de la plante ont été déterminés pour chaque plante..

I.1.4.1 Dosage de la chlorophylle

Trois disques foliaires de rayon 5 mm ont été placés dans un tube Eppendorf de 2 ml contenant 1 ml de diméthylformamide (DMF). Les disques foliaires ont été complètement immergés dans la solution de DMF et mis à incuber pendant une nuit à 4 ° C. 300 µL de solution d'échantillon ont été mélangés à 600 µl de DMF dans un tube Eppendorf frais, puis les absorbances dans un spectrophotomètre à 647 nm et à 664,5 nm à l'aide d'une cuvette en verre ont été lues (Harris et Baulcombe, 2015).

Teneur en chlorophylle a (µg/mL): = (12 x A664.5)-(2.79 x A647)

Teneur en chlorophylle b (µg/mL): = (20.78 x A647)-(4.88 x A664.5)

Teneur en chlorophylle total = Teneur en chlorophylle a + Teneur en chlorophylle b.

I.2 Caractérisation génotypique

I.2.1 L'extraction d'ADN

50 mg de tissu de feuille lyophilisé et broyé était placé dans un tube d'Eppendorf de 2 mL, auquel on a ajouté 1 ml de tampon d'extraction préchauffé 2xCTAB. Le tube a été incubé à 65 ° C et mélangé doucement toutes les 15 minutes pendant 1 heure. Après incubation, 600 mL de mélange chloroforme: alcool isoamylique (24: 1) ont été ajoutés et mélangés vigoureusement pendant 15 minutes. Ensuite, le tube a été centrifugé à 13 000 tr / min pendant 15 minutes. 1mL du surnageant résultant a été introduit dans un autre tube frais de 2 ml auquel 700 mL d'isopropanol ont été ajoutés et mis à 4 ° C pendant une nuit. L'ADN a été recueilli par centrifugation à 13 000 tr / min pendant 10 minutes et le surnageant a été jeté. Le culot résultant a été lavé avec 1 mL d'éthanol à 75% pendant 5 minutes. Après centrifugation à 13 000 tr / min pendant 5 minutes, le surnageant a été jeté et le tube a été mis à sécher à température ambiante. Le culot a été dissous dans 200 µL d'eau ultrapure à 4 ° C pendant une nuit. Le test de qualité de l'ADN a été réalisé par électrophorèse sur gel d'agarose (voir Annexe 1).

I.2.2 La réaction PCR

La caractérisation génotypique a été réalisée à l'aide de deux marqueurs moléculaires liés pour les gènes Nax. Le marqueur gwm 312 pour Nax1 et le marqueur cslinkNax2 pour Nax2 (Röder et al., 1998).

Afin d'amplifier des régions partielles de l'ADN, une réaction de PCR a été réalisée dans un thermocycleur en utilisant deux amorces SSR spécifiques, gwm312 et cslinkNax2 (Tableau

3). Chaque réaction a été effectuée dans un volume total de 10 μL contenant 4,975 μL d'eau ultrapure, 2 μL de tampon 5x, 1 μL de dNTP (2 mM), 1 μL d'amorce (10 μM), 0,025 μL de TaqPolymerase (5U/ μL) et 1 μL d'ADN matrice. Les produits de PCR ont été visualisés dans une électrophorèse sur gel de polyacrylamide à 6% (voir Annexe 1).

Tableau 3: Séquences et conditions d'amplification des amorces.

Amorces	Séquences	Conditions d'amplification
gwm312	F: 5' ATCGCATGATGCACGTAGAG R: 5' ACATGCATGCCTACCTAATGG	95 ° C pendant 5 min; 5 cycles à 94 ° C pendant 1 minute, 58 ° C pendant 1 minute, 72 ° C pendant 1 minute; et ensuite 30 cycles à 94 ° C pendant 30 secondes, 58 ° C pendant 30 secondes, 72 ° C pendant 50 secondess.
cslinkNax2	F: 5' TCTCCATCATTCAACATCAATCG R: 5' TGTAGCTCGTCGGGGTGTGTTGC	95 ° C pendant 5 min; 5 cycles à 94 ° C pendant 1 minute, 60 ° C pendant 1 minute, 72 ° C pendant 1 minute; et ensuite 30 cycles à 94 ° C pendant 30 secondes, 60 ° C pendant 30 secondes, 72 ° C pendant 50 secondess.

1.3 Analyse des données

L'analyse de variance ANOVA a été utilisée pour révéler la différence la moins significative (LSD) entre les différents traitements pendant la germination et au cours de développement ($P < 0,05$). Un test de corrélation avec un ACP ont été réalisés pour évaluer la relation entre les paramétrées. Toutes les analyses statistiques ont été effectuées avec SPSS.

II-Résultats

II.1 Détermination de la concentration létale médiane en sel (LC50)

Afin de déterminer une concentration en sel convenable pour évaluer la tolérance au sel des plants de blé au sein de cette population pendant la germination, huit concentrations de sel ont été réalisées sur quatre variétés de blé afin d'étudier leurs taux de germination. En observant les résultats, le taux de germination a diminué avec l'augmentation de la concentration en sel. Cependant, cette diminution était statistiquement significative jusqu'à ce que la concentration en sel atteigne 45 mM (Tableau 4). Cela indique que si la concentration en sel dépasse 45 mM, le screening pendant la germination peut ne pas être discriminant de manière significative.

Tableau 4: Nombre de graines germées (sur 50) pour quatre variétés de blé sous différentes concentrations de sel.

Concentration de sel (mM)	BT8	Kharouba	Parula	Florence	Moyenne
0	37,66	31,5	48	45,33	40,62
15	28,33	19,66	45	44,33	34,33
30	21	19,33	42	34,66	29,24
45	16,33	13,66	27,33	41	24,58
60	17,33	12	20,66	26	18,99
75	15,66	10,33	11,33	9,66	11,74
90	15,66	11	4,66	8,33	9,912
105	14,66	4,66	5	7	7,83
LC50	30,54	5,3	53,54	57,27	
LSD(P=0,05)	11,87	11,74	6,33	12,45	10,59

À cet égard, la LC50 (concentration à laquelle 50% des graines ne germent pas) de sel a été utilisée pour déterminer la tolérance des plants de blé dans cette population. La LC50 moyenne du sel pour les quatre variétés était de 42,02 mM (<45 mM; Fig.13). L'analyse par régression linéaire a révélé une nette variation des LC50 entre les quatre variétés de blé, à savoir 30,54, 5,3, 53,54 et 57,27 mM pour BT8, Kharouba, Parula et Florence respectivement. Selon les résultats, Kharouba semble être la plus susceptible parmi les autres variétés avec la LC50 la plus faible à 5,3 mM, tandis que Florence présente la LC50 la plus élevée à 57,27 Mm.

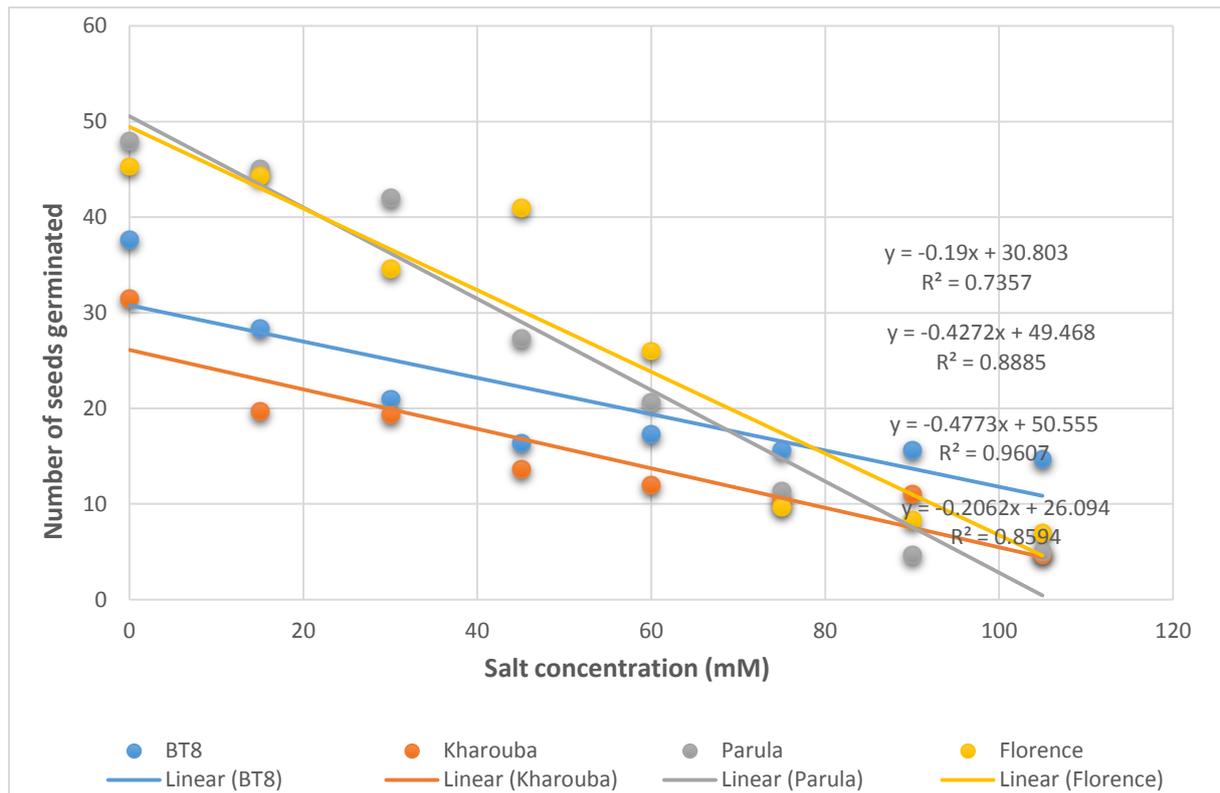


Figure 13: Régression linéaire du nombre de graines germées (sur 50) sous différents niveaux de salinité de quatre variétés de blé.

II.2 Détermination des génotypes tolérants et sensibles pendant la germination

Pour identifier les génotypes tolérants et sensibles au cours de la germination, les taux de germination de 120 génotypes de sixième génération (F6) provenant du croisement de deux variétés de blé Kharouba et Florence comme parents ont été soumis à un traitement au sel LC50 (42 mM).

Une différence a été observée entre les génotypes. Les 20 génotypes présentant les taux de germination les plus élevés sous LC50 (c'est-à-dire tolérants) sont répertoriés dans le tableau 5. Leurs numéros d'identité sont 41, 45, 24, 31, 43, 110, 133, 15, 20, 26, 33, 40, 102, 120, 29, 39, 50, 83, 124 et 127. Les 20 génotypes présentant les taux de germination les plus bas sous LC50 (c'est-à-dire sensibles) étaient 64, 93, 48, 94, 101, 21, 104, 123, 137, 67, 135, 46, 8, 18, 52, 128, 112, 121, 84 et 107. En général, le taux de traitement de la germination sous sel par la LC50 variait de 5% à 100%. Ces résultats indiquent que le traitement par la LC50 du sel pourrait être efficace pour faire la distinction entre génotypes tolérants et sensibles lors de la germination.

Tableau 5: Les premiers 20 géotypes les plus tolérants et les plus sensibles parmi 120 géotypes en terme de taux de germination sous LC50.

ID de géotype	Témoin (%)	LC50 (%)
Tolérants		
41	100	100,00
45	100	100,00
24	100	98,33
31	100	98,33
43	100	98,33
110	100	96,67
133	95	95,00
15	100	93,33
20	92,5	93,33
26	97,5	93,33
33	100	93,33
40	100	93,33
102	87,5	93,33
120	97,5	93,33
29	100	91,67
39	100	91,67
50	100	91,67
83	95	91,67
124	97,5	91,67
127	100	91,67
Sensibles		
64	85	5,00
93	80	6,67
48	85	8,33
94	87,5	15,00
101	87,5	18,33
21	75	20,00
104	87,5	20,00
123	92,5	20,00
137	92,5	21,67
67	77,5	25,00
135	75	25,00
46	85	30,00
8	90	31,67
18	85	31,67
52	70	33,33
128	75	38,33
112	77,5	40,00
121	85	40,00
84	85	43,33
107	80	43,33
Moyennes	90,79	70,19
Ecart-type	8,34	25,17
CV%	9,19	35,86

Les parents Kharouba et Florence ont également été soumis à un traitement au sel de LC50. Les résultats ont été corrélés avec ceux de la première expérience. Les taux de

germination sous LC50 étaient respectivement de 35% et 83,33% pour Kharouba (sensible) et Florence (tolérant). Tous les génotypes sous traitement de sel LC50 sont représentés en Annexe 2.

II.3 Détermination des génotypes de blé tolérants et sensibles au cours du développement.

Pour évaluer si la tolérance au sel au stade de germination était corrélée à la tolérance au stade de croissance et de développement, les 120 génotypes identifiés comme tolérants ou

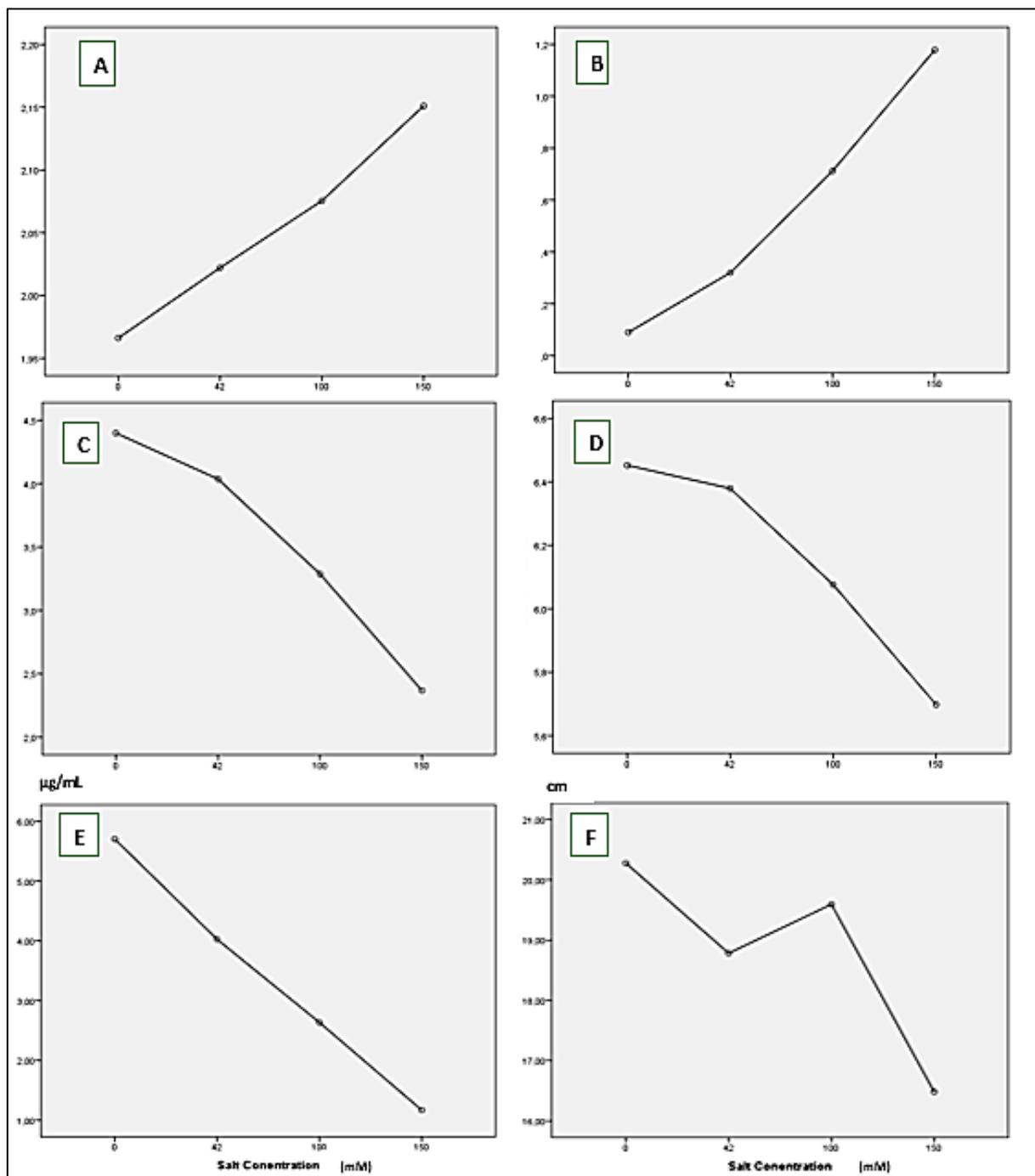
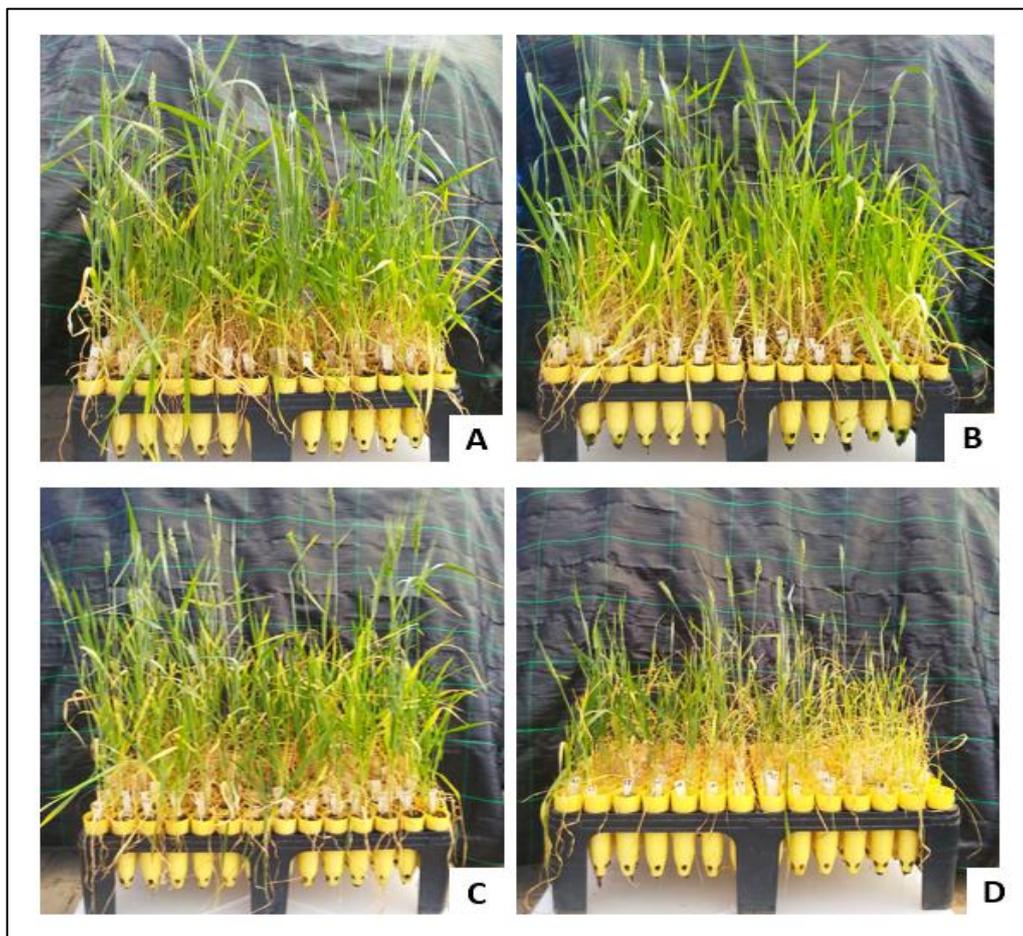


Figure 14: Evolution des moyennes du nombre de feuilles sèches (A), jaunes (B), vertes (C) et totales (D), de la teneur en chlorophylle (E) et de la hauteur (F) en fonction de la concentration en sel..

sensibles ont été utilisés dans l'expérience 3.

La taille, le nombre de feuilles sèches, jaunes et vertes et la teneur en chlorophylle ont été utilisés pour évaluer la réponse de ces génotypes à la concentration en sel (0, 42, 100 et 150 mM) à laquelle ils ont été soumis. Comme le montre la Figure 14, tous les paramètres varient à mesure que la concentration en sel devient plus grave. Le nombre de feuilles sèches et jaunes augmente avec la salinité, tandis que le nombre de feuilles vertes et totales diminue à mesure que la salinité se concentre. La hauteur diminue également avec la salinité, jusqu'à atteindre 100 mM, où elle remonte plus qu'elle ne l'était à 42 mM. La cause de ce changement inattendu reste incertaine et probablement due à des facteurs inconnus. La teneur en chlorophylle diminue régulièrement à mesure que la salinité devient plus sévère et en corrélation positive avec le nombre de feuilles vertes.

Phénotypiquement, le comportement de la plante peut être observé sous différentes concentrations de sel. Comme le montre la Figure 15, lorsque la concentration en sel augmente, la surface des feuilles se contracte, plus de feuilles jaunes et sèches apparaissent,



les plantes raccourcissent et leur densité diminue.

Figure 15: Apparence des plants de blé soumis au stress salin. Témoin (A), 42 mM (B), 100 mM (C) et 150 mM (D).

Cependant, la réponse au stress salin diffère d'un génotype à un autre. La plupart des génotypes répondent de manière homogène sous 42 mM de sel et la différence devient plus claire à mesure que la concentration augmente, notamment en hauteur (Fig.16). La différence la plus nette a été observée sous 150 mM de sel. Certains génotypes étaient capables de conserver des feuilles vertes et de produire des épis, tandis que d'autres séchaient sans épi et



mourraient.

Figure 16: Hauteur de la plante de deux génotypes soumis à un stress salin varié. Contrôle (1), 42 mM (2), 100 mM (3) et 150 mM (4).

Cependant, la hauteur des plantes ne répondait pas logiquement à l'augmentation de la salinité, contrairement aux autres paramètres présentés dans la Figure 15. De plus, les génotypes testés ne présentaient pas la même hauteur dans le traitement témoin, ce qui peut

induire en erreur les résultats sous traitement au sel. Par conséquent, la teneur en chlorophylle et le nombre de feuilles vertes peuvent être efficaces pour sélectionner des génotypes tolérants soumis au stress salin. La chlorophylle est un indice important lors de la croissance des processus métaboliques et physiologiques de la plante, qui se répercute sur le rendement et la production.

Tableau 6: Un aperçu de la teneur en chlorophylle et le nombre de feuilles vertes 15 jours après un traitement au sel de 150 mM de génotypes de blé classés dans des groupes homogènes (Le Tableau complet en Annexe 3).

ID de génotype	Teneur en Chlorophyll (µg/mL)	Nombre de Feuille Vertes	Réponse
8	0,00 ^a	0,00 ^a	Sensible
22	0,00 ^a	0,00 ^a	Sensible
43	0,00 ^a	0,00 ^a	Sensible
85	0,00 ^a	0,00 ^a	Sensible
72	0,02 ^a	0,17 ^a	Sensible
60	0,03 ^a	0,50 ^{ab}	Sensible
1	0,05 ^a	0,67 ^{abc}	Sensible
92	0,05 ^a	1,17 ^{abcd}	Sensible
102	0,05 ^a	3,17 ^{abcd}	Sensible
121	0,07 ^a	1,83 ^{abcd}	Sensible
111	0,07 ^a	0,83 ^{abc}	Sensible
Kharouba	0,62 ^{abc}	1,96 ^{abcd}	Sensible
20	1,10 ^{abcd}	3,50 ^{bcde}	Intermédiaire
62	1,18 ^{abcd}	3,00 ^{abcde}	Intermédiaire
26	1,24 ^{abcd}	1,83 ^{abcde}	Intermédiaire
123	1,25 ^{abcd}	2,67 ^{abcde}	Intermédiaire
58	1,25 ^{abcd}	2,50 ^{abcde}	Intermédiaire
55	1,28 ^{abcd}	3,67 ^{cde}	Intermédiaire
17	1,33 ^{abcde}	2,00 ^{abcd}	Intermédiaire
112	1,36 ^{abcde}	3,67 ^{cde}	Intermédiaire
29	1,41 ^{abcde}	2,00 ^{abcde}	Intermédiaire
48	1,44 ^{abcde}	2,50 ^{abcde}	Intermédiaire
103	1,46 ^{abcde}	3,50 ^{bcde}	Intermédiaire
Florence	3,03 ^{def}	3,58 ^{cde}	Tolérant
3	3,20 ^{def}	3,17 ^{abcde}	Tolérant
51	3,34 ^{ef}	4,33 ^{de}	Tolérant
94	3,36 ^{ef}	2,83 ^{abcde}	Tolérant
104	3,52 ^{ef}	3,33 ^{bcde}	Tolérant
97	3,69 ^f	2,83 ^{abcde}	Tolérant
14	3,75 ^f	1,67 ^{abcd}	Tolérant
74	3,99 ^f	3,17 ^{abcde}	Tolérant
44	4,35 ^f	5,33 ^{cde}	Tolérant
41	4,55 ^f	5,50 ^{cde}	Tolérant

Mean	1,14	2,34	
CV%	98,09	48,21	
LSD _(0,05)	1,85	1,16	

NB: deux valeurs avec des lettres différentes sont significativement différentes.

Selon la différence significative de Tuckey, les géotypes dont la teneur en

chlorophylle est inférieure ou égale à 0,86 $\mu\text{g} / \text{mL}$ sont considérés comme sensibles, tandis

que ceux dont la concentration est supérieure ou égale à $2,13 \mu\text{g} / \text{mL}$ sont considérés comme

tolérants et tous les autres sont intermédiaires. Pour le nombre de feuilles vertes, les

génotypes dont la moyenne est inférieure ou égale à 2,17 sont considérés comme sensibles, tandis que ceux dont la moyenne est supérieure ou égale à 3,33 sont considérés comme

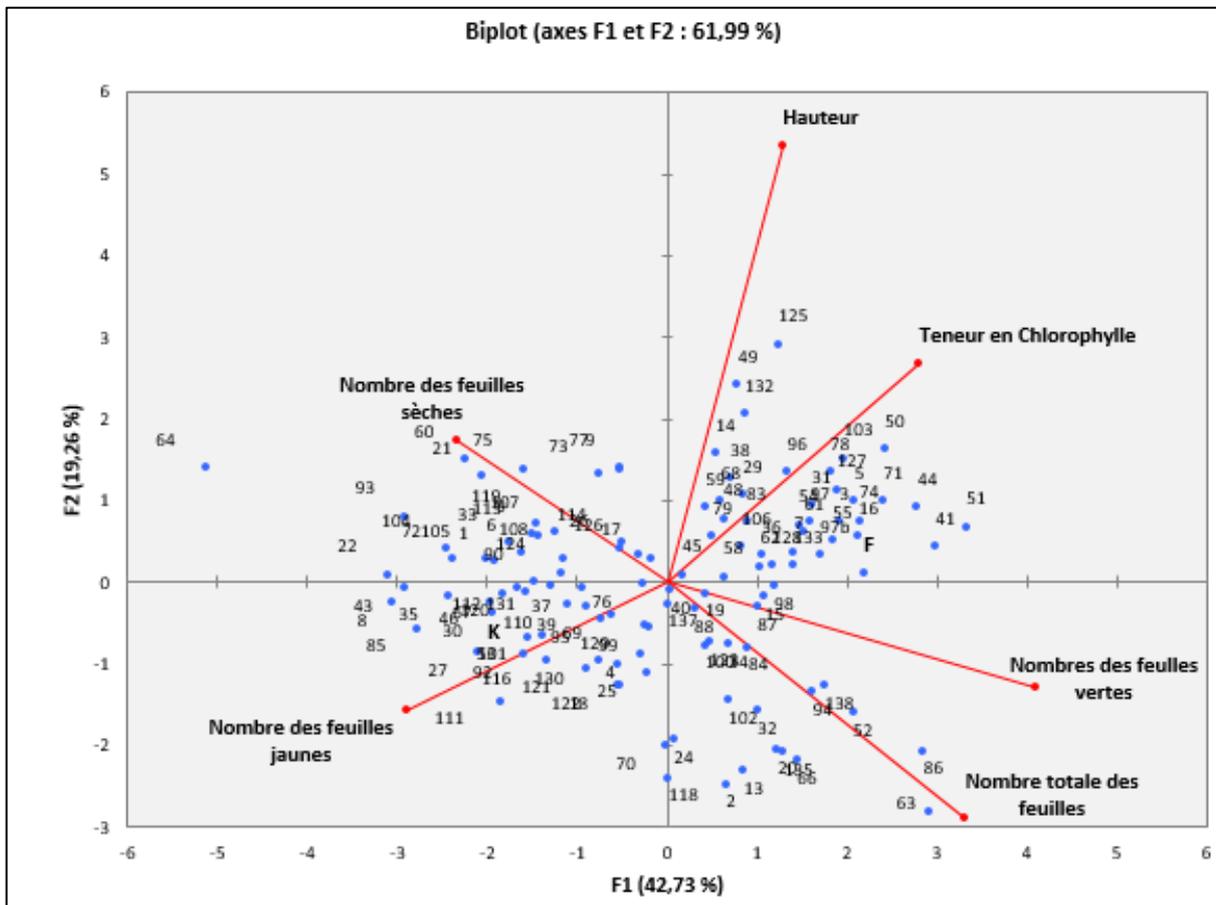


Figure 17: Relation entre les paramètres sous stress salin en fonction des génotypes. F = Florence, K = Kharouba et les génotypes sont marqués de leurs numéros d'identification.

tolérants et tous les autres sont considérés comme intermédiaires (voir Tableau 6).

Pour mieux comprendre le comportement des génotypes sous stress salin, une analyse en composantes principales (ACP) a été réalisée pour donner un pourcentage de contribution de 65,7% entre les deux axes (Fig.17). L'analyse a révélé différents modèles de corrélation entre les paramètres, le nombre de feuilles vertes et le nombre total de feuilles étant davantage corrélés, comme l'indiquent leur angle et leur longueur vectorielle avec d'autres paramètres. La teneur en chlorophylle et la hauteur présentaient également une corrélation positive, alors que le nombre de feuilles sèches et le nombre de feuilles jaunes étaient placés de manière opposée par rapport aux autres paramètres et écartés. La teneur en chlorophylle et le nombre de feuilles vertes étaient les plus représentatifs et discriminants parmi les autres paramètres en fonction de la longueur de leur vecteur et de leur angle aigu par rapport à l'axe le plus

contributif (F1). Par conséquent, ces deux paramètres devraient être utilisés pour cribler la tolérance à la salinité des géotypes de blé au stade de la croissance et du développement.

Les géotypes sont donc situés à proximité des paramètres avec lesquels ils sont corrélés. Les géotypes groupés loin de barycentre et liés à un nombre élevé de feuilles sèches ou jaunes sont considérés comme sensibles, tandis que ceux regroupés loin de barycentre et liés à une teneur en chlorophylle plus élevée ou à un nombre plus important de feuilles vertes sont considérés comme tolérants et tous les autres proches du barycentre sont considérés comme intermédiaires. Les parents Florence et Kharouba se situent de manière opposée sur le graphe. Florence a une teneur plus élevée en chlorophylle et plus de feuilles vertes indique sa tolérance au sel, tandis que Kharouba avec des feuilles plus sèches et jaunes indique sa sensibilité au stress salin. Ces résultats sont en corrélation positive avec ceux de l'expérience 1 et l'expérience 2. L'inclusion du tolérant (Florence) et du sensible (Kharouba) dans l'analyse PCA facilite la caractérisation des géotypes repérés autour d'eux dans le graphe.

II.4 Caractérisation génotypique

Selon des études similaires (James et al., 2011, Kissing Kucek et al., 2014), le fragment d'ADN généré par les marqueurs cslinkNax2 et gwm312 est respectivement de 171 et 199 pour Nax2 et Nax1. Florence, le parent phénotypiquement tolérant, porte à la fois les gènes Nax1 et Nax2 (Nax1 / Nax2), tandis que le parent sensible Kharouba n'en a aucun (nax1 / nax2). Le transfert de ces gènes varie parmi les 120 géotypes descendants. Par exemple, comme le montre la Figure 18, les géotypes «7» et «26» possèdent les deux gènes, le géotype «27» n'a que le gène Nax1, tandis que le géotype «45» n'a que le gène Nax2 et «6 , 8 , 22» ne portent aucun de ces deux gènes de tolérance au sel.

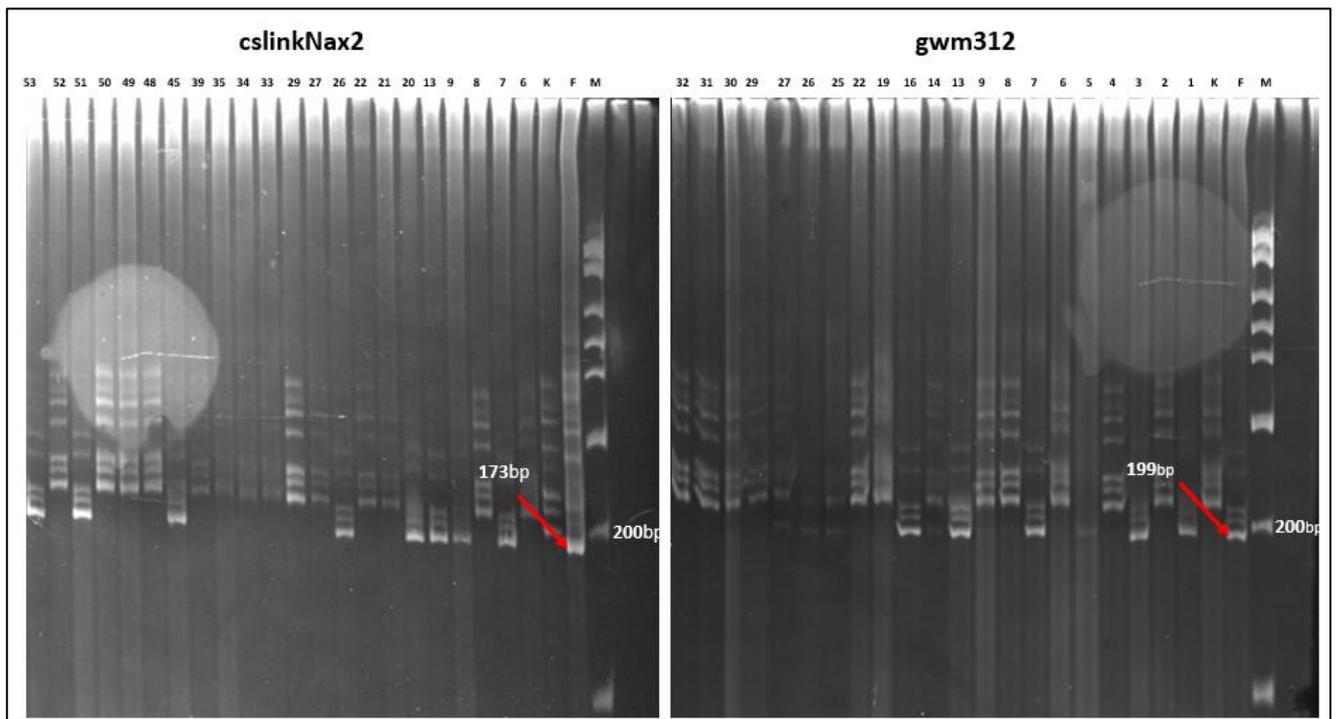


Figure 18: Profil électrophorétique des marqueurs cslinkNax2 et gwm312 des parents Kharouba (K), Florence (F) et géotypes de leurs descendants marqués par leur numéros d'identification sur gel d'acrylamide. M = Marqueur de taille 100 pb.

Les proportions alléliques trouvées dans les 120 géotypes étaient les suivantes. 20% des géotypes portaient les allèles Nax1 / nax2, 23,33% portaient les allèles nax1 / Nax2, 20,8% portaient les allèles Nax1 / Nax2 et 34,16% portaient les allèles nax1 / nax2. La caractérisation géotypique est entièrement représentée en Annexe 4.

II.5 La relation entre les traits géotypiques et phénotypiques.

Un total de 21 géotypes qui étaient sensibles pendant la germination, y compris le parent sensible Kharouba (Tableau 5), portent les allèles nax1/ nax2, tandis que tous les géotypes (80 géotypes au total) portent les allèles Nax1/Nax2, Nax1/nax2 ou nax1/Nax2 ont été notés comme étant tolérants pendant la germination sous stress salin. Cependant, 22 autres géotypes ayant l'allèle nax1/nax2 étaient tolérants pendant la germination. Cela indique que les gènes Nax1 et Nax2 présentent une corrélation positive entre 78,43% et la tolérance au sel pendant la germination.

Tableau 7: Analyse de marqueur unique par trait phénotypique sous stress salin à 150 mM.

Catégorie par allèle	Fréquence	Nombre de feuilles jaunes	Nombre de feuilles sèches	Nombre de feuilles vertes	Teneur en chlorophylle ($\mu\text{g/mL}$)
Nax1 : Nax1	0,43	1,11 ^a	2,08 ^a	2,60 ^a	1,52 ^a
nax1 : nax1	0,57	1,51 ^b	2,21 ^b	1,9 ^b	0,75 ^b
Nax2 : Nax2	0,44	1,17 ^a	2,07 ^a	2,67 ^a	1,68 ^a
nax2 : nax2	0,56	1,48 ^b	2,22 ^b	1,82 ^b	0,62 ^b
LSD _(0,05)		0,12	0,06	0,19	0,17

Comme le montre le Tableau 7, la caractérisation génotypique se reflète sur les traits phénotypiques de ces génotypes. Une différence significative entre les catégories a été marquée. Autrement dit, les gènes *Nax* sont responsables de l'augmentation du nombre de feuilles vertes et de la teneur en chlorophylle.

La comparaison des traits génotypiques et phénotypiques de tous les génotypes au cours des stades de croissance et de développement a révélé une forte corrélation entre eux, comme le montre le Tableau 8. Les génotypes tolérants (i.e. Nax1 / Nax2) ont moins de feuilles jaunes et sèches et plus de feuilles vertes et de chlorophylle. Les génotypes sensibles (i.e. nax1/nax2) présentaient un nombre moins élevé de feuilles vertes et de chlorophylle et un nombre plus élevé de feuilles jaunes et sèches. Les génotypes ayant des valeurs modérées (i.e. Nax1/nax2 et nax1/Nax2) peuvent être considérés comme intermédiaires vis-à-vis du stress salin.

Les génotypes portant les gènes de tolérance au sel Nax1 et Nax2 ont conservé plus de quatre fois leur teneur en chlorophylle et à peu près le double du nombre de feuilles vertes par rapport aux feuilles sensibles soumises au stress salin. Les génotypes intermédiaires ont conservé environ la moitié des valeurs des caractères phénotypiques par rapport aux génotypes tolérants. Cela peut suggérer un effet additif de Nax1 et Nax2 contre le stress salin.

Tableau 8: L'effet de Nax1 et Nax2 sur les traits phénotypiques au sein de génotypes sous stress salin à 150 mM.

Catégorie par génotype	Nombre de feuilles jaunes	Nombre de feuilles sèches	Nombre de feuilles vertes	Teneur en chlorophylle ($\mu\text{g/mL}$)
Nax1/Nax2	1 ^a	2,06 ^a	3,06 ^a	2,38 ^a
Nax1/nax2	1,20 ^{ab}	2,11 ^a	2,18 ^b	0,737 ^{bd}
nax1/ Nax2	1,31 ^b	2,08 ^a	2,34 ^b	1,056 ^c
nax1/nax2	1,66 ^c	2,31 ^b	1,6 ^c	0,55 ^d
LSD _(0,05)	0,20	0,09	0,28	0,26

Sur la base de la caractérisation phénotypique et génotypique, 30 génotypes ont été classés comme tolérants au sel, y compris le parent Florence, 42 ont été classés comme sensibles, y compris Kharouba et tous les autres sont des intermédiaires. Tous les génotypes sont listés en Annexe 3.

III- Discussion

La salinisation des sols et des eaux est un facteur limitant majeur pour la production de céréales dans plusieurs pays. Au Maroc, où une grande partie des zones agricoles sont caractérisées par un climat aride et semi-aride, où le processus de salinité est affecté, les dommages causés par le stress salin se traduisent généralement par une succession de changements morphologiques et physiologiques. Les concentrations salines élevées affectent les différentes étapes du développement du blé et le degré d'affection dépend de l'intensité du stress.

En règle générale, un effet négatif évident sur les plants de blé au niveau morphologique a été signalé sous stress salin dans cette étude. De fortes concentrations de sel ont réduit la capacité de germination et de croissance des plantes. Les taux de germination, la teneur en chlorophylle, le nombre de feuilles vertes et la hauteur diminuaient progressivement à mesure que la salinité devenait plus sévère.

Les 120 génotypes de blé et leurs parents, Kharouba et Florence, ont montré une variation significative sous stress salin pendant la germination. L'expérience de germination sous traitement de sel LC50 a permis de détecter des génotypes sensibles, confirmés au cours des stades de croissance et de développement. Cependant, certains génotypes considérés comme tolérants au sel lors de la germination se sont révélés sensibles au cours de la croissance et du stade de développement. Ce résultat contradictoire a été rapporté dans de nombreuses études concernant la tolérance au sel pendant la germination. Certains chercheurs ont signalé qu'il y avait relativement peu de différences entre les génotypes en termes de tolérance au sel pendant la germination (Malcolm et al., 2003). Le screening de la tolérance au sel basé sur la germination ne semble pas être informatif (Munns et al., 2003). Cependant, dans une autre étude, le screening de la tolérance au sel au cours de la germination a été réussi avec des concentrations en sel plus élevées, telles que 100, 150 et 210 mM (Oyiga et al., 2016). Nos résultats sont cohérents avec ceux de Munns et al. (2016).

Le screening de la tolérance au sel au cours des stades de croissance et de développement sur la base de caractères phénotypiques nous a conduit à distinguer trois groupes au sein des génotypes testés; Tolérant, intermédiaire et sensible. Le screening au stade de la croissance et du développement semblait plus réaliste et plus informatif. Comme le montre le Tableau 6, la teneur en chlorophylle et le nombre de feuilles vertes des génotypes tolérants sont supérieurs à ceux des génotypes sensibles. Ce résultat indique que la teneur en chlorophylle pourrait être considérée comme un critère physiologique pour le screening de la tolérance au sel des blés

plutôt que d'autres paramètres, tels que la hauteur. Nos résultats concordent avec ceux d'une étude similaire sur les génotypes d'avoine pour la tolérance au sel (Bai et al., 2018).

Les résultats ont démontré que la tolérance au sel au stade de germination et au stade de développement n'était pas corrélée. Certains génotypes qui ont été déclarés tolérants au stade de la germination avaient les taux les plus bas de teneur en chlorophylle (i.e. sensibles) au cours des stades de croissance et de développement. Cela pourrait s'expliquer par le fait que la tolérance au sel pendant la germination est dictée par l'effet osmotique, tandis que la tolérance au sel lors d'une exposition à long terme (croissance) nécessite plus de temps pour s'exprimer (Zhu et al., 2016)..

La caractérisation génotypique à l'aide des marqueurs *cslinkNax2* et *wgm312* a également permis de distinguer trois groupes parmi les 120 génotypes. Un groupe portant les allèles *Nax1/Nax2*, un deuxième groupe portant *Nax1/nax2* et un troisième groupe portant soit *Nax1/nax2*, soit *nax1/Nax2*. Ces résultats étaient généralement corrélés à ceux de la caractérisation phénotypique, sachant que les génotypes portant les deux gènes, *Nax1* et *Nax2*, sont considérés comme tolérants, alors que ceux ne comportant qu'un seul des deux gènes sont intermédiaires et que tous les autres sans aucun ne sont sensibles.

Les gènes *Nax* codent pour les transporteurs Na^+ intracellulaire (HKT) qui agissent sur l'exclusion de cet ion dans les feuilles et les racines lorsque sa concentration dépasse les limites. Les deux gènes *Nax* peuvent être transcrits et exprimés indépendamment, et la présence de l'un d'entre eux peut réduire considérablement la toxicité du sodium (Byrt et al., 2007). Dans nos résultats, les génotypes stressés par le sel ne portant que l'un des deux gènes (*Nax1/nax2* ou *nax1/Nax2*) pourraient augmenter le contenu en chlorophylle en moyenne deux fois plus que celui des génotypes sensibles (*nax1/nax2*), tandis que les génotypes avec les deux gènes (*Nax1/Nax2*) pourraient quadrupler leur teneur en chlorophylle par rapport à celle des génotypes sensibles, comme indiqué dans le Tableau 8. Cela indique que la combinaison des deux gènes de *Nax* ensemble semble avoir un impact plus important sur la rétention de la chlorophylle que le fait de posséder un seul des deux gènes. Nos résultats sont cohérents avec ceux de James et al., (2011), qui ont constaté que la concentration de Na^+ était réduite en moyenne de 60% avec la combinaison de *Nax1* et de *Nax2*, par rapport à une réduction de 45% par *Nax1* et de 26% par *Nax2* dans le blé tendre sous une contrainte saline de 150 mM pendant 10 jours.

Nos résultats ont mis en évidence une baisse significative de la teneur en chlorophylle sous stress salin, ce qui est en accord avec d'autres études similaires (Taffouo et al., 2010, Taïbi et al., 2016). La diminution de la teneur en chlorophylle est généralement attribuée au stress oxydatif induit par la salinité conduisant à une synthèse lente ou à une dégradation rapide de la chlorophylle (Santos, 2004), ce désordre physiologique explique l'augmentation du nombre de feuilles jaunes lorsque la concentration en sel augmente (Fig.15). NaCl fait diminuer également la teneur en eau des feuilles et les potentiels osmotiques (Del Zoppo et al., 1999), ce qui peut expliquer l'augmentation du nombre de feuilles sèches, comme indiqué à la Figure 15.

IV- Conclusion

La présente étude consiste à évaluer la réponse au stress salin de 120 géotypes de blé issus d'un croisement de deux variétés de blé Kharouba (sensible) et Florence (tolérante). Tous les géotypes ont d'abord été évalués sur la base de paramètres morphologiques et physiologiques au cours de la germination sous traitement par la LC50 du sel et au cours de leur stade de croissance et de développement sous des concentrations croissantes de sel; 42, 100 et 150 mM.

Nos résultats ont permis de comprendre l'effet du sel sur la germination et la croissance du blé. Une diminution du taux de germination, du nombre de feuilles vertes, de la teneur en chlorophylle et de la hauteur en faveur de l'augmentation du nombre de feuilles sèches et jaunes a été rapportée sous traitement au sel. Les géotypes testés ont répondu différemment à la salinité en fonction de ces paramètres. Les tests de germination se sont avérés peu utiles pour le screening de la tolérance à la salinité, tandis que le screening au cours de la croissance et du développement est plus fiable, car une exposition à long terme à la salinité est plus réaliste et plus utile. De plus, la teneur en chlorophylle étant plus élevée dans les géotypes tolérants que dans les géotypes sensibles, semblait être un critère essentiel pour la tolérance au sel. La caractérisation génotypique a révélé que les gènes Nax jouent un rôle important dans la régulation de la tolérance au sel.

Sur la base de la caractérisation phénotypique et génotypique, trois groupes de géotypes ont été identifiés parmi les 120 géotypes testés; 25 géotypes étaient tolérants, y compris Florence, 55 géotypes intermédiaires et 42 sensibles comprenant le parent Kharouba.

Perspectives

Dans la perspective de cette étude, il semble important de vérifier les résultats obtenus par d'autres études complémentaires. L'utilisation d'autres caractéristiques quantitatives telles que le rendement et la biomasse associées à plusieurs marqueurs moléculaires permettrait un screening plus précis de la tolérance au sel. Il serait intéressant d'utiliser le principe d'interaction Génotype \times Environnement pour élaborer une vaste évaluation des collections internationales de blé vis-à-vis des différents environnements salins.

Références

- ABDELLY, C., BARHOUMI, Z., GHNAYA, T., DEBEZ, A., HAMED, K. B., KSOURI, R., TALBI, O., ZRIBI, F., OUERGI, Z. & SMAOUI, A. 2006. Potential utilisation of halophytes for the rehabilitation and valorisation of salt-affected areas in Tunisia. *Biosaline agriculture and salinity tolerance in Plants*, 163-172. Springer.
- ABDIN, M., REHMAN, R., ISRAR, M., SRIVASTAVA, P. & BANSAL, K. 2002. Abiotic stress related genes and their role in conferring resistance in plants. 15, 225-244
- ACEVEDO, E., SILVA, P., SILVA, H. J. B. W., IMPROVEMENT & PRODUCTION 2002. Wheat growth and physiology. 30.
- ADAMS, P., THOMAS, J. C., VERNON, D. M., BOHNERT, H. J., JENSEN, R. G. J. P. & PHYSIOLOGY, C. 1992. Distinct cellular and organismic responses to salt stress. 33, 1215-1223. Springer.
- AFZAL, F., CHAUDHARI, S. K., GUL, A., FAROOQ, A., ALI, H., NISAR, S., SARFRAZ, B., SHEHZADI, K. J. & MUJEEB-KAZI, A. 2015. Bread wheat (*Triticum aestivum* L.) under biotic and abiotic stresses: An overview. *Crop Production and Global Environmental Issues*. 293-317. Springer.
- AGASTIAN, P., KINGSLEY, S. & VIVEKANANDAN, M. J. P. 2000. Effect of salinity on photosynthesis and biochemical characteristics in mulberry genotypes. 38, 287-290.
- ALEM, C., LABHILILI, M., BRAHMI, K., JLIBENE, M., NASRALLAH, N. & FILALI-MALTOUF, A. J. C. R. B. 2002. Adaptations hydrique et photosynthétique du blé dur et du blé tendre au stress salin. 325, 1097-1109.
- ALLISON, J. & DAYNARD, T. J. A. O. A. B. 1976. Effect of photoperiod on development and number of spikelets of a temperate and some low- latitude wheats. 83, 93-102.
- APSE, M. P., AHARON, G. S., SNEDDEN, W. A. & BLUMWALD, E. J. S. 1999. Salt tolerance conferred by overexpression of a vacuolar Na⁺/H⁺ antiport in *Arabidopsis*. 285, 1256-1258.
- ARZANI, A. J. I. V. C. 2008. Improving salinity tolerance in crop plants: a biotechnological view. 44, 373-383.
- ATABEKOV, J. G. 1977. Defective and satellite plant viruses. *Comprehensive Virology 11*. Springer.
- AUSTIN, R. & JONES, H. 1975. The physiology of wheat. Part III.
- BAI, G. & SHANER, G. J. P. D. 1994. Scab of wheat: prospects for control. 78, 760-766.
- BAKI, G. A. E., SIEFRITZ, F., MAN, H. M., WEINER, H., KALDENHOFF, R., KAISER, W. J. P., CELL & ENVIRONMENT 2000. Nitrate reductase in *Zea mays* L. under salinity. 23, 515-521.
- Attucci, S., Carde, J.P., Raymond, P., Saint-Gès, V., Spiteri, A., Pradet, A., 1991. Oxidative Phosphorylation by Mitochondria Extracted from Dry Sunflower Seeds. *Plant Physiol.* 95, 390–398.
- BARBOSA, J. Z., VARGAS MOTTA, A. C., CONSALTER, R. & PAULETTI, V. J. B. J. O. A. S. R. B. D. C. A. 2017. Wheat (*Triticum aestivum* L.) response to boron in contrasting soil acidity conditions. 12.
- BASNET, B. R., IBRAHIM, A. M., CHEN, X., SINGH, R. P., MASON, E. R., BOWDEN, R. L., LIU, S., HAYS, D. B., DEVKOTA, R. N. & SUBRAMANIAN, N. K. J. C. S. 2014. Molecular mapping of stripe rust resistance in hard red winter wheat TAM 111 adapted to the US High Plains. 54, 1361-1373.
- Bewley, J.D., 1997. Seed Germination and Dormancy. *Plant Cell* 1055–1066.
- Bewley, J.D., Marcus, A., 1990. Gene Expression in Seed Development and Germination, in: *Progress in Nucleic Acid Research and Molecular Biology*. Elsevier, pp. 165–193.
- Bilgic, H., Hakki, E.E., Pandey, A., Khan, Mohd.K., Akkaya, M.S., 2016. Ancient DNA from 8400 Year-Old Çatalhöyük Wheat: Implications for the Origin of Neolithic Agriculture. vol. 11, no 3, p. e0151974.
- Bitá, C.E., Gerats, T., 2013. Plant tolerance to high temperature in a changing environment: scientific fundamentals and production of heat stress-Tolérant crops. *Front. Plant Sci.* vol. 4, p. 273.

- BLECHL, A., LIN, J., NGUYEN, S., CHAN, R., ANDERSON, O. D. & DUPONT, F. M. J. J. O. C. S. 2007. Transgenic wheats with elevated levels of Dx5 and/or Dy10 high-molecular-weight glutenin subunits yield doughs with increased mixing strength and tolerance. 45, 172-183.
- BOLTON, M. D., KOLMER, J. A. & GARVIN, D. F. J. M. P. P. 2008. Wheat leaf rust caused by *Puccinia triticina*. 9, 563-575.
- BOND, W. J. J. S. R. 1998. Effluent irrigation—an environmental challenge for soil science. 36, 543-556.
- Blackman, E., 1971. The Morphology and Development of Cross Veins in the Leaves of Bread Wheat (*Triticum aestivum* L.). *Annals of Botany* 35, 653–665.
- Boubriak, I., Kargiolaki, H., Lyne, L., Osborne, D.J., 1997. The requirement for DNA repair in desiccation tolerance of germinating embryos. *Seed Sci. Res.* 7, 97–106.
- Bray, E.A., 1993. Responses to Water Deficit? 103, 6.
- Brestic, M., Zivcak, M., Olsovska, K., Kalaji, H.M., Shao, H., Hakeem, K.R., 2014. Heat Signaling and Stress Responses in Photosynthesis, in: Hakeem, K.R., Rehman, R.U., Tahir, I. (Eds.), *Plant Signaling: Understanding the Molecular Crosstalk*. Springer India, New Delhi, pp. 241–256.
- BONNOT, T. 2016. *Réponse du grain de blé à la nutrition azotée et soufrée: étude intégrative des mécanismes moléculaires mis en jeu au cours du développement du grain par des analyses-omiques*.
- BOTHA, F., POTGIETER, G. & BOTHA, A.-M. J. P. G. R. 1992. Respiratory metabolism and gene expression during seed germination. 11, 211-224.
- BOUCHAOU, L., MICHELOT, J., VENGOSH, A., HSISSOU, Y., QURTOBI, M., GAYE, C., BULLEN, T. & ZUPPI, G. J. J. O. H. 2008. Application of multiple isotopic and geochemical tracers for investigation of recharge, salinization, and residence time of water in the Souss–Massa aquifer, southwest of Morocco. 352, 267-287.
- BOUCHAOU, L., TAGMA, T., BOUTALEB, S., HSSAISOUNE, M., EL MORJANI, Z. E. A. J. C. C. E. O. G. R. A. G. S. O. F. & RECOMMENDATIONS 2011. Climate change and its impacts on groundwater resources in Morocco: the case of the Souss-Massa basin. 129.
- BOUCHEREAU, A., AZIZ, A., LARHER, F. & MARTIN-TANGUY, J. J. P. S. 1999. Polyamines and environmental challenges: recent development. 140, 103-125.
- BRAY, E. A. J. A. O. B. 2002. Classification of genes differentially expressed during water- deficit stress in *Arabidopsis thaliana*: an analysis using microarray and differential expression data. 89, 803-811.
- BRINKMANN, B., KLINTSCHAR, M., NEUHUBER, F., HÜHNE, J. & ROLF, B. J. T. A. J. O. H. G. 1998. Mutation rate in human microsatellites: influence of the structure and length of the tandem repeat. 62, 1408-1415.
- BRUGNOLI, E. & BJÖRKMAN, O. J. P. 1992. Growth of cotton under continuous salinity stress: influence on allocation pattern, stomatal and non-stomatal components of photosynthesis and dissipation of excess light energy. 187, 335-347.
- BURNS, D. J., REID, J., TONCAR, M., ANDERSON, C., WELLS, C. J. J. O. N. & MARKETING, P. S. 2008. The effect of gender on the motivation of members of generation Y college students to volunteer. 19, 99-118.
- BYRT, C. S., PLATTEN, J. D., SPIELMEYER, W., JAMES, R. A., LAGUDAH, E. S., DENNIS, E. S., TESTER, M. & MUNNS, R. J. P. P. 2007. HKT1; 5-like cation transporters linked to Na⁺-exclusion loci in wheat, Nax2 and Kna1. 143, 1918-1928.
- CABALLERO, B., TRUGO, L., FINGLAS, P. J. E. O. F. S. & 1-10., N. V. 2003. *Encyclopedia of food sciences and nutrition: Volumes 1-10*.
- CAKMAK, S., GÜLÜT, K. Y., MARSCHNER, H. & GRAHAM, R. D. J. J. O. P. N. 1994. Effect of zinc and iron deficiency on phytoalexin release in wheat genotypes differing in zinc efficiency. 17, 1-17.

- CARLSON, M. P. 2011. Ergot of Small Grain Cereals and Grasses and its Health Effects on Humans and Livestock.
- CEYLAN, Y., KUTMAN, U. B., MENGUTAY, M., CAKMAK, I. J. P. & SOIL 2016. Magnesium applications to growth medium and foliage affect the starch distribution, increase the grain size and improve the seed germination in wheat. 406, 145-156.
- CHAVES, M. M., MAROCO, J. P. & PEREIRA, J. S. J. F. P. B. 2003. Understanding plant responses to drought—from genes to the whole plant. 30, 239-264.
- CHEN, W., WELLINGS, C., CHEN, X., KANG, Z. & LIU, T. J. M. P. P. 2014. Wheat stripe (yellow) rust caused by *Puccinia striiformis* f. sp. tritici. 15, 433-446.
- CHINNUSAMY, V., JAGENDORF, A. & ZHU, J.-K. J. C. S. 2005. Understanding and improving salt tolerance in plants. 45, 437-448.
- CUIN, T. A., PARSONS, D. & SHABALA, S. J. F. P. B. 2010. Wheat cultivars can be screened for NaCl salinity tolerance by measuring leaf chlorophyll content and shoot sap potassium. 37, 656-664.
- CUSHMAN, J. C. J. P. R. 1993. Molecular cloning and expression of chloroplast NADP-malate dehydrogenase during Crassulacean acid metabolism induction by salt stress. 35, 15-27.
- Crowe, J.H., Crowe, L.M., 1992. Membrane Integrity in Anhydrobiotic Organisms: Toward a Mechanism for Stabilizing Dry Cells, in: Somero, G.N., Osmond, C.B., Bolis, C.L. (Eds.), *Water and Life*. Springer Berlin Heidelberg, Berlin, Heidelberg, pp. 87–103.
- CYRUS, D., MARTIN, T. & REAVELL, P. J. W. S. 1997. Salt-water intrusion from the Mzingazi River and its effects on adjacent swamp forest at Richards Bay, Zululand, South Africa. 23, 101-108.
- Dat, J., Vandenabeele, S., Vranov, E., Van Montagu, M., Inz, D., Van Breusegem, F., 2000. Dual action of the active oxygen species during plant stress responses. *Cellular and Molecular Life Sciences (CMLS)* 57, 779–795.
- Dommes, J., Walle, C., 1990. Polysome formation and incorporation of new ribosomes into polysomes during germination of the embryonic axis of maize. *Physiol Plant* 79, 289–296.
- D'SOUZA, L. J. Z. F. P. 1970. Studies on the suitability of wheat as pollen donor for cross pollination, compared with rye, Triticale and Secalotricum. 63, 246-69.
- DE ARAGAO, M. F., JOLIVET, Y., LIMA, M. G. S., DE MELO, D. F. & DIZENGREMEL, P. J. T. 1997. NaCl-induced changes of NAD (P) malic enzyme activities in *Eucalyptus citriodora* leaves. 12, 66-72.
- DIETZ, K.-J., TAVAKOLI, N., KLUGE, C., MIMURA, T., SHARMA, S., HARRIS, G., CHARDONNENS, A. & GOLLDACK, D. J. J. O. E. B. 2001. Significance of the V- type ATPase for the adaptation to stressful growth conditions and its regulation on the molecular and biochemical level. 52, 1969-1980.
- DJERAH, A. & OUDJEHIH, B. J. C. D. S. 2016. Effet du stress salin sur la germination de seize variétés d'orge (*Hordeum vulgare* L.). 20, 47-56.
- EASTHAM, K. & SWEET, J. 2002. *Genetically modified organisms (GMOs): The significance of gene flow through pollen transfer*, European Environment Agency Copenhagen.
- EVANS, L. J. F. P. B. 1987. Short day induction of inflorescence initiation in some winter wheat varieties. 14, 277-286.
- EVANS, L. T. & WARDLAW, I. F. 2017. *Wheat. Photoassimilate Distribution Plants and Crops Source-Sink Relationships*. Routledge.
- FAO, STAT, et al. FAOSTAT database. *Food and Agriculture Organization of the United Nations, Rome, 2018*.
- FARKAS, G. & KIRÁLY, Z. J. P. P. 1955. Studies on the respiration of wheat infected with stem rust and powdery mildew. 8, 877-887.
- Fernández, E., Thaw, S., Brown, T.A., Arroyo-Pardo, E., Buxó, R., Serret, M.D., Araus, J.L., 2013. DNA analysis in charred grains of naked wheat from several archaeological sites in Spain. *Journal of Archaeological Science* 40, 659–670.
- FERREIRA, R. G., TÁVORA, F. J. A. F. & FERREYRA HERNANDEZ, F. F. J. P. A. B. 2001. Dry matter partitioning and mineral composition of roots, stems and leaves of guava grown under salt stress conditions. 36, 79-88.

- Figuerola, M., Hammond-Kosack, K.E., Solomon, P.S., 2018. A review of wheat diseases-a field perspective: A review of wheat diseases. *Molecular Plant Pathology* 19, 1523–1536.
- FLORES, P., BOTELLA, M., MARTINEZ, V. & CERDÁ, A. J. J. O. P. P. 2000. Ionic and osmotic effects on nitrate reductase activity in tomato seedlings. 156, 552-557.
- GIRAUD, T., ENJALBERT, J., FOURNIER, E., DELMOTTE, F. & DUTECH, C. 2008. Population genetics of fungal diseases of plants. EDP Sciences.
- GRATTAN, S. & GRIEVE, C. J. S. H. 1999. Salinity mineral nutrient relations in horticultural crops: a review.
- GRIEVE, A., DUNFORD, E., MARSTON, D., MARTIN, R. & SLAVICH, P. J. A. J. O. E. A. 1986. Effects of waterlogging and soil salinity on irrigated agriculture in the Murray Valley: a review. 26, 761-777.
- GUSTA, L., CHEN, T. J. W. & IMPROVEMENT, W. 1987. The physiology of water and temperature stress. 115-150.
- Hadjichristodoulou, A., Della, A., Photiades, J., 1977. Effect of sowing depth on plant establishment, tillering capacity and other agronomic characters of cereals. *The Journal of Agricultural Science* 89, 161.
- HADJIVASSILIOU, M., GRÜNEWALD, R., SHARRACK, B., SANDERS, D., LOBO, A., WILLIAMSON, C., WOODROOFE, N., WOOD, N. & DAVIES- JONES, A. J. B. 2003. Gluten ataxia in perspective: epidemiology, genetic susceptibility and clinical characteristics. 126, 685-691.
- HAJLAOUI, H., DENDEN, M. & BOUSLAMA, M. J. T. 2007. Etude de la variabilité intraspécifique de tolérance au stress salin du pois chiche (*Cicer arietinum* L.) au stade germination. 25, 168-173.
- HALFORD, N. 2006. *Plant biotechnology: Current and future applications of genetically modified crops*, John Wiley & Sons.
- HANFT, J. M. & WYCH, R. J. C. S. 1982. Visual Indicators of Physiological Maturity of Hard Red Spring Wheat 1. 22, 584-588.
- HASEGAWA, P. M., BRESSAN, R. A., ZHU, J.-K. & BOHNERT, H. J. J. A. R. O. P. B. 2000. Plant cellular and molecular responses to high salinity. 51, 463-499.
- HASTENRATH, S. J. C. C. 2001. Variations of East African climate during the past two centuries. 50, 209-217.
- Heslop-Harrison, J., 1979. AN INTERPRETATION OF THE HYDRODYNAMICS OF POLLEN. *American Journal of Botany* 66, 737–743.
- HUANG, S., SPIELMEYER, W., LAGUDAH, E. S., JAMES, R. A., PLATTEN, J. D., DENNIS, E. S. & MUNNS, R. J. P. P. 2006. A sodium transporter (HKT7) is a candidate for Nax1, a gene for salt tolerance in durum wheat. 142, 1718-1727.
- Huerta-Espino, J., Singh, R.P., Germán, S., McCallum, B.D., Park, R.F., Chen, W.Q., Bhardwaj, S.C., Goyeau, H., 2011. Global status of wheat leaf rust caused by *Puccinia triticina*. *Euphytica* 179, 143–160.
- IMADI, S. R., SHAH, S. W., KAZI, A. G., AZOOZ, M. & AHMAD, P. 2016. Phytoremediation of Saline Soils for Sustainable Agricultural Productivity. *Plant Metal Interaction*. Elsevier.
- IYENGAR, E. & REDDY, M. J. H. O. P. M. D., BATEN ROSE, USA 1996. Photosynthesis in highly salt Tolerant plants. 909.
- JAMES, R. A., BLAKE, C., BYRT, C. S. & MUNNS, R. J. J. O. E. B. 2011. Major genes for Na⁺ exclusion, Nax1 and Nax2 (wheat HKT1; 4 and HKT1; 5), decrease Na⁺ accumulation in bread wheat leaves under saline and waterlogged conditions. 62, 2939-2947.
- JI, X., SHIRAN, B., WAN, J., LEWIS, D. C., JENKINS, C. L., CONDON, A. G., RICHARDS, R. A., DOLFERUS, R. J. P., CELL & ENVIRONMENT 2010. Importance of pre- anthesis anther sink strength for maintenance of grain number during reproductive stage water stress in wheat. 33, 926-942.
- JONES, R., ROESSLER, J. & OUATTAR, S. J. C. S. 1985. Thermal Environment During Endosperm Cell Division in Maize: Effects on Number of Endosperm Cells and Starch Granules 1. 25, 830-834.
- KATEMBE, W. J., UNGAR, I. A. & MITCHELL, J. P. J. A. O. B. 1998. Effect of salinity on germination and seedling growth of two *Atriplex* species (*Chenopodiaceae*). 82, 167-175.

- KHALED, L. B., OUARRAQI, E. M. & ZID, E. J. A. B. G. 2007. Impact du NaCl sur la croissance et la nutrition de la variété de blé dur Massa cultivée en milieu hydroponique. 154, 101-116.
- KIMBER, G. V., SEARS, E. R. J. W. & IMPROVEMENT, W. 1987. Evolution in the genus *Triticum* and the origin of cultivated wheat. 154-164.
- KING, D. G., SOLLER, M. & KASHI, Y. J. E. 1997. Evolutionary tuning knobs. 21, 36-40.
- KIRBY, E. & APPELYARD, M. J. T. Y. O. C., WW D, ED. ROYAL AGRICULTURE SOCIETY OF ENGLAND, LONDON 1983. Development of the cereal plant. 1-3.
- KIRBY, E., SIDDIQUE, K., PERRY, M., KAESEHAGEN, D. & STERN, W. J. F. C. R. 1989. Variation in skikelet initiation and ear development of old and modern Australian wheat varieties. 20, 113-128.
- KIRBY, E. J. B. W. I. 2002. Botany of the wheat plant.
- KIRBY, E. M. & APPELYARD, M. J. C. D. G. 1981. Cereal development guide.
- KNIGHT, H., TREWAVAS, A. J. & KNIGHT, M. R. J. T. P. J. 1997. Calcium signalling in *Arabidopsis thaliana* responding to drought and salinity. 12, 1067-1078.
- KUCHAREK, T. & WALKER, J. J. P. D. R. 1974. The presence of and damage caused by soilborne wheat mosaic virus in Florida. 58, 763-765.
- KUMAR, P., YADAVA, R., GOLLEN, B., KUMAR, S., VERMA, R. K., YADAV, S. J. L. S. & RESEARCH, M. 2011. Nutritional contents and medicinal properties of wheat: a review. 22, 1-10.
- L. W. BRIGGLE and L. P. REITZ, 1965. Classification of *Triticum* Species and of Wheat Varieties Grown in the United States 140.
- LAMHAMDI, M., EL GALIOU, O., BAKRIM, A., NÓVOA-MUÑOZ, J. C., ARIAS-ESTEVEZ, M., AARAB, A. & LAFONT, R. J. S. J. O. B. S. 2013. Effect of lead stress on mineral content and growth of wheat (*Triticum aestivum*) and spinach (*Spinacia oleracea*) seedlings. 20, 29-36.
- Lane, B.G., 1994. Oxalate, germin, and the extracellular matrix of higher plants. The FASEB Journal 8, 294-301.
- LEDESMA, F., LOPEZ, C., ORTIZ, D., CHEN, P., KORTH, K. L., ISHIBASHI, T., ZENG, A., ORAZALY, M. & FLOREZ-PALACIOS, L. J. C. S. 2016. A simple greenhouse method for screening salt tolerance in soybean. 56, 585-594.
- LEGRÈVE, A., DIERYCK, B., VAÏANOPOULOS, C., NAGY, C., GILMER, D. & BRAGARD, C. Are *Polymyxa* spp. specific carriers of plant viruses? Proceedings of the Seventh Symposium of the International Working Group on Plant Viruses with Fungal Vectors, Julius Kühn-Institute, Federal Research Centre for Cultivated Plants, Quedlinburg, Germany, 1-4 September 2008, 2008. Julius Kühn-Institute, Federal Research Centre for Cultivated Plants, 32-37.
- LEONARD, K. & PETERSON, P. J. S. R. O. W. F. A. E. T. M. F. A. P. S., ST PAUL MINNESOTA 2001. Stem rust—future enemy.
- LGOURNA, Z., WARNER, N., BOUCHAOU, L., BOUTALEB, S., HSSAISOUNE, M., TAGMA, T., ETTAYFI, N. & VENGOSH, A. J. E. E. S. 2015. Elucidating the sources and mechanisms of groundwater salinization in the Ziz Basin of southeastern Morocco. 73, 77-93.
- LHALOUI, S., BUSCHMAN, L., EL BOUHSSINI, M., STARKS, K., KEITH, D. & EL HOUSSAINI, K. J. A. A. 1992. Control of *Mayetiola* species (Diptera: Cecidomyiidae) with carbofuran in bread wheat, durum wheat and barley with yield loss assessment and its economic analysis. 77, 55-73.
- Li, B., Foley, M.E., 1994. Differential polypeptide patterns in imbibed dormant and after-ripened *Avena fatua* embryos. J Exp Bot 45, 275-279.
- Li, Bailin., Foley, M.E., 1996. Transcriptional and Posttranscriptional Regulation of Dormancy-Associated Gene Expression by Afterripening in Wild Oat. Plant Physiol. 110, 1267-1273.
- LI, L., STADEN, J. V. & JÄGER, A. J. P. G. R. 1998. Effects of plant growth regulators on the antioxidant system in seedlings of two maize cultivars subjected to water stress. 25, 81-87.
- LI, Y. C., KOROL, A. B., FAHIMA, T., BEILES, A. & NEVO, E. J. M. E. 2002. Microsatellites: genomic distribution, putative functions and mutational mechanisms: a review. 11, 2453-2465.

- LINDBERG, S. & STRID, H. J. P. P. 1997. Aluminium induces rapid changes in cytosolic pH and free calcium and potassium concentrations in root protoplasts of wheat (*Triticum aestivum*). 99, 405-414.
- LINE, R. F. J. A. R. O. P. 2002. Stripe rust of wheat and barley in North America: a retrospective historical review. 40, 75-118.
- LINHARES, W. I. J. F. B. 1988. Perdas de produtividade ocasionadas por oídio na cultura do trigo. 13, 74-75.
- LIU, J. & ZHU, J.-K. J. P. O. T. N. A. O. S. 1997. An Arabidopsis mutant that requires increased calcium for potassium nutrition and salt tolerance. 94, 14960-14964.
- LONGNECKER, N., KIRBY, E. & ROBSON, A. J. C. S. 1993. Leaf emergence, tiller growth, and apical development of nitrogen-deficient spring wheat. 33, 154-160.
- LYNCH, J. P. & CLAIR, S. B. S. J. F. C. R. 2004. Mineral stress: the missing link in understanding how global climate change will affect plants in real world soils. 90, 101-115.
- Maestri, E., Klueva, N., Perrotta, C., Gulli, M., Nguyen, H.T., Marmioli, N., 2002. Molecular genetics of heat tolerance and heat shock proteins in cereals 15.
- Marcussen, T., Sandve, S.R., Heier, L., Spannagl, M., Pfeifer, M., The International Wheat Genome Sequencing Consortium,, 2014. Ancient hybridizations among the ancestral genomes of bread wheat. *Science* 345, 1250092–1250092.
- MARJOUA, A. 1995. *Approche géochimique et modélisation hydrodynamique de l'aquifère de la Chaouia côtière (Maroc): origines de la salinisation des eaux*. Paris 6.
- MATHRE, D. J. P. H. I. D. 2000. Stinking smut of wheat. 10.
- MCKINNEY, H. A seed-borne virus causing false-stripe in barley. *Phytopathology*, 1951. AMER PHYTOPATHOLOGICAL SOC 3340 PILOT KNOB ROAD, ST PAUL, MN 55121, 563-564.
- MELONI, D. A., OLIVA, M. A., RUIZ, H. A. & MARTINEZ, C. A. J. J. O. P. N. 2001. Contribution of proline and inorganic solutes to osmotic adjustment in cotton under salt stress. 24, 599-612.
- MENG, C., QUAN, T.-Y., LI, Z.-Y., CUI, K.-L., YAN, L., LIANG, Y., DAI, J.-L., XIA, G.-M. & LIU, S.-W. J. B. G. 2017. Transcriptome profiling reveals the genetic basis of alkalinity tolerance in wheat. 18, 24.
- Mehta, Y.R., 2014. *Wheat Diseases and Their Management*. Springer International Publishing, Cham.
- MIAH, G., RAFII, M., ISMAIL, M., PUTEH, A., RAHIM, H., ISLAM, K. & LATIF, M. J. I. J. O. M. S. 2013. A review of microsatellite markers and their applications in rice breeding programs to improve blast disease resistance. 14, 22499-22528.
- Ministre de l'Agriculture, de la Pêche Maritime, de Développement rural et des eaux et forêts. L'Agriculture en chiffre. 2018.
- MOHAMMAD, M., SHIBLI, R., AJLOUNI, M. & NIMRI, L. J. J. O. P. N. 1998. Tomato root and shoot responses to salt stress under different levels of phosphorus nutrition. 21, 1667-1680.
- MORAIS, M. C., PANUCCIO, M. R., MUSCOLO, A., FREITAS, H. J. P. P. & BIOCHEMISTRY 2012. Salt tolerance traits increase the invasive success of *Acacia longifolia* in Portuguese coastal dunes. 55, 60-65.
- MUJEEB-KAZI, A., FUENTES-DAVILLA, G., GUL, A. & MIRZA, J. J. C. R. C. 2006. Karnal bunt resistance in synthetic hexaploid wheats (SH) derived from durum wheat × *Aegilops tauschii* combinations and in some SH × bread wheat derivatives. 34, 1199-1205.
- MUNNS, R., REBETZKE, G. J., HUSAIN, S., JAMES, R. A. & HARE, R. A. J. A. J. O. A. R. 2003. Genetic control of sodium exclusion in durum wheat. 54, 627-635.
- NAJIB, S., FADILI, A., MEHDI, K., RISS, J., MAKAN, A. & GUESSIR, H. J. J. O. A. E. S. 2016. Salinization process and coastal groundwater quality in Chaouia, Morocco. 115, 17-31.
- NEDĚLNÍK, J., MORAVCOVÁ, H., HAJŠLOVÁ, J., LANCOVÁ, K., VÁŇOVÁ, M. & SALAVA, J. J. P. P. S. 2007. *Fusarium* spp. in wheat grain in the Czech Republic analysed by PCR method. 43, 135-137.
- NETO, F. X. D. B. T., REIS, E. M. & CASA, R. T. J. S. P. 2007. Viabilidade de *Fusarium graminearum* em sementes de trigo durante o armazenamento. 33.

- Nezhadahmadi, A., Prodhan, Z.H., Faruq, G., 2013. Drought Tolerance in Wheat. *The Scientific World Journal* 2013, 1–12.
- OSAKABE, Y., YAMAGUCHI- SHINOZAKI, K., SHINOZAKI, K. & TRAN, L. S. P. J. N. P. 2014. ABA control of plant macroelement membrane transport systems in response to water deficit and high salinity. *202*, 35-49.
- OTOCH, M. D. L. O., SOBREIRA, A. C. M., DE ARAGÃO, M. E. F., ORELLANO, E. G., LIMA, M. D. G. S. & DE MELO, D. F. J. J. O. P. P. 2001. Salt modulation of vacuolar H⁺-ATPase and H⁺-Pyrophosphatase activities in *Vigna unguiculata*. *158*, 545-551.
- OUHADDACH, M., MOUHSSINE, F., ECH-CHADDADI, S., LAKALAI, F., ELYACOUBI, H., HMOUNI, D., DOUAIK, A., ZIDANE, L. & ROCHDI, A. J. E. J. O. S. R. 2015. Morpho-Physiological Response to Salt Stress in Wheat (*Triticum aestivum* L.) at the Germination Stage. *133*, 240-252.
- OUZOUNIDOU, G., MOUSTAKAS, M., ELEFThERIOU, E. J. A. O. E. C. & TOXICOLOGY 1997. Physiological and ultrastructural effects of cadmium on wheat (*Triticum aestivum* L.) leaves. *32*, 154-160.
- Özkan, H., Brandolini, A., Schäfer-Pregl, R., Salamini, F., 2002. AFLP Analysis of a Collection of Tetraploid Wheats Indicates the Origin of Emmer and Hard Wheat Domestication in Southeast Turkey. *Molecular Biology and Evolution* 19, 1797–1801.
- PANUCCIO, M. R., JACOBSEN, S. E., AKHTAR, S. S. & MUSCOLO, A. 2014. Effect of saline water on seed germination and early seedling growth of the halophyte quinoa. *AoB PLANTS*, 6.
- PARIDA, A. K., DAS, A. & MITTRA, B. J. T. 2004. Effects of salt on growth, ion accumulation, photosynthesis and leaf anatomy of the mangrove, *Bruguiera parviflora*. *18*, 167-174.
- PARIDA, A. K., DAS, A. B. J. E. & SAFETY, E. 2005. Salt tolerance and salinity effects on plants: a review. *60*, 324-349.
- PATRICK, J. J. A. J. O. B. S. 1972. Distribution of assimilate during stem elongation in wheat. *25*, 455-468.
- PENA, R. 2007. Current and future trends of wheat quality needs. *Wheat Production in Stressed Environments*. Springer.
- PONNAMPERUMA, F. 1984. Role of cultivar tolerance in increasing rice production on saline lands.
- POPOVA, L. P., STOINOVA, Z. G. & MASLENKOVA, L. T. J. J. O. P. G. R. 1995. Involvement of abscisic acid in photosynthetic process in *Hordeum vulgare* L. during salinity stress. *14*, 211.
- POPOVA, O. V., ISMAILOV, S. F., POPOVA, T. N., DIETZ, K.-J. & GOLLDACK, D. J. P. 2002. Salt-induced expression of NADP-dependent isocitrate dehydrogenase and ferredoxin-dependent glutamate synthase in *Mesembryanthemum crystallinum*. *215*, 906-913.
- RAI, R. & SINGH, A. J. S. R. 1978. A note on the viability of wheat seed infected with Karnal bunt. *6*, 188-190.
- RANDHAWA, H. S., ASIF, M., POZNIAK, C., CLARKE, J. M., GRAF, R. J., FOX, S. L., HUMPHREYS, D. G., KNOX, R. E., DEPAUW, R. M. & SINGH, A. K. J. P. B. 2013. Application of molecular markers to wheat breeding in *C anada*. *132*, 458-471.
- RANIERI, A., CASTAGNA, A., SCEBBA, F., CARERI, M., ZAGNONI, I., PREDIERI, G., PAGLIARI, M., DI TOPPI, L. S. J. P. P. & BIOCHEMISTRY 2005. Oxidative stress and phytochelatin characterisation in bread wheat exposed to cadmium excess. *43*, 45-54.
- READER, S. & MILLER, T. J. E. 1991. The introduction into bread wheat of a major gene for resistance to powdery mildew from wild emmer wheat. *53*, 57-60.
- RENGASAMY, P. J. A. J. O. E. A. 2002. Transient salinity and subsoil constraints to dryland farming in Australian sodic soils: an overview. *42*, 351-361.
- RICHARD, G.-F., KERREST, A. & DUJON, B. J. M. M. B. R. 2008. Comparative genomics and molecular dynamics of DNA repeats in eukaryotes. *72*, 686-727.
- SANKAR, B., JALEEL, C. A., MANIVANNAN, P., KISHOREKUMAR, A., SOMASUNDARAM, R.,
- PANNEERSELVAM, R. J. C. & BIOINTERFACES, S. B. 2008. Relative efficacy of water use in five varieties of *Abelmoschus esculentus* (L.) Moench. under water-limited conditions. *62*, 125-129. *Salon, C.*,

- Pradet, A., 1988. Quantification of Carbon Fluxes through the Tricarboxylic Acid Cycle in Early Germinating Lettuce Embryos 10.
- Sandoval, J.A., Huang, Z.-H., Carrett, D.C., Cage, D.A., Chapman, K.D., 1995. N-Acylphosphatidylethanolamine in Dry and Imbibing Cottonseeds' 109, 7.
- SETTER, T., CARLTON, G. J. T. W. B., PRINCIPLES & AUSTRALIA, P. A. W. 2000. The structure and development of the cereal plant. Chapter 2. 23-36.
- SHARMA, I., TYAGI, B., SINGH, G., VENKATESH, K. & GUPTA, O. J. I. J. O. A. S. 2015. Enhancing wheat production-A global perspective. 85, 3-13.
- Shah, N.H., Paulsen, G.M., 2003. Interaction of drought and high temperature on photosynthesis and grain-filling of wheat. *Plant and Soil* 257, 219–226.
- SHEWRY, P. J. N. B. 2009. The HEALTHGRAIN programme opens new opportunities for improving wheat for nutrition and health. 34, 225-231.
- SIMMONS, S. R. & CROOKSTON, R. K. J. C. S. 1979. Rate and Duration of Growth of Kernels Formed at Specific Florets in Spikelets of Spring Wheat 1. 19, 690-693.
- SINGH, A. K., CHAURASIA, S., KUMAR, S., SINGH, R., KUMARI, J., YADAV, M. C., SINGH, N., GABA, S. & JACOB, S. R. J. B. P. B. 2018. Identification, analysis and development of salt responsive candidate gene based SSR markers in wheat. 18, 249.
- SINGH, R. P., HODSON, D. P., HUERTA-ESPINO, J., JIN, Y., NJAU, P., WANYERA, R., HERRERA-FOESSEL, S. A. & WARD, R. W. J. A. I. A. 2008. Will stem rust destroy the world's wheat crop? 98, 271-309.
- SINGH, S., SHARMA, H., GOSWAMI, A., DATTA, S. & SINGH, S. J. B. P. 2000. In vitro growth and leaf composition of grapevine cultivars as affected by sodium chloride. 43, 283-286.
- SINGH, S., SHARMA, R., SINGH, G., TYAGI, B. & SAHARAN, M. 2011. 100 years of wheat research in India: A saga of distinguished achievements.
- SPIILDE, L. J. J. O. P. A. 1989. Influence of seed size and test weight on several agronomic traits of barley and hard red spring wheat. 2, 169-172.
- SPOLEN, W. J. W. D. P. R. F. C. T. C. 1993. Regulation of cell expansion in roots and shoots at low water potentials. 37-52.
- SULTANA, N., IKEDA, T., KASHEM, M. J. E. & BOTANY, E. 2001. Effect of foliar spray of nutrient solutions on photosynthesis, dry matter accumulation and yield in seawater-stressed rice. 46, 129-140.
- SZABOLCS, I. 1994. Soils and salinisation. 'Handbook of plant and crop stress'. (Ed. M Pessarakali) pp. 3–11. Marcel Dekker: New York, NY.
- SZABOLCS, I. J. D. C. B. 1992. Salinization of soil and water and its relation to desertification. 32-37.
- TADESSE, W., HALILA, H., JAMAL, M., EL-HANAFI, S., ASSEFA, S., OWEIS, T., BAUM, M. J. J. O. E. B. & SCIENCES, A. 2017. Role of Sustainable Wheat Production to Ensure Food Security in the CWANA region. 5, S15-S32.
- TAGMA, T., HSISSOU, Y., BOUCHAOU, L., BOURAGBA, L., BOUTALEB, S. J. A. J. O. E. S. & TECHNOLOGY 2009. Groundwater nitrate pollution in Souss-Massa basin (south-west Morocco). 3.
- THAKUR, M. & SOHAL, B. S. J. I. B. 2013. Role of elicitors in inducing resistance in plants against pathogen infection: a review. 2013.
- UAUY, C., DISTELFELD, A., FAHIMA, T., BLECHL, A. & DUBCOVSKY, J. J. S. 2006. A NAC gene regulating senescence improves grain protein, zinc, and iron content in wheat. 314, 1298-1301.
- VARSHNEY, R. K., GRANER, A. & SORRELLS, M. E. J. T. I. B. 2005. Genic microsatellite markers in plants: features and applications. 23, 48-55.
- WANJOGU, S., MU YA, E., GICHERU, P. & WARURU, B. Soil degradation: Management and rehabilitation in Kenya. Proceedings of the FAO/ISCW expert consultation on Management

- of Degraded Soil in Southern and Eastern Africa (MADS-SEA) 2nd Networking meeting, Pretoria, South Africa, PR102-113, 2001.
- WARNER, N., LGOURNA, Z., BOUCHAOU, L., BOUTALEB, S., TAGMA, T., HSAISSOUNE, M. & VENGOSH, A. J. A. G. 2013. Integration of geochemical and isotopic tracers for elucidating water sources and salinization of shallow aquifers in the sub-Saharan Drâa Basin, Morocco. 34, 140-151.
- William, A., Alain, B., Maarten, V.A.N.G., 2011. World Wheat Book 2, vol 2 : A History of Wheat Breeding. Lavoisier, Paris.
- YADAV, S., IRFAN, M., AHMAD, A. & HAYAT, S. J. J. O. E. B. 2011. Causes of salinity and plant manifestations to salt stress: a review. 32, 667.
- YIN, Y.-G., KOBAYASHI, Y., SANUKI, A., KONDO, S., FUKUDA, N., EZURA, H., SUGAYA, S. & MATSUKURA, C. J. J. O. E. B. 2009. Salinity induces carbohydrate accumulation and sugar-regulated starch biosynthetic genes in tomato (*Solanum lycopersicum* L. cv. 'Micro-Tom') fruits in an ABA-and osmotic stress-independent manner. 61, 563-574.
- YOON, J. Y., HAMAYUN, M., LEE, S.-K., LEE, I.-J. J. J. O. C. S. & BIOTECHNOLOGY 2009. Methyl jasmonate alleviated salinity stress in soybean. 12, 63-68.
- Xu, F., Yuan, S., Lin, H.-H., 2011. Response of mitochondrial alternative oxidase (AOX) to light signals. *Plant Signaling & Behavior* 6, 55–58.
- ZHANG, H. J., ZHANG, N., YANG, R. C., WANG, L., SUN, Q. Q., LI, D. B., CAO, Y. Y., WEEDA, S., ZHAO, B. & REN, S. J. J. O. P. R. 2014. Melatonin promotes seed germination under high salinity by regulating antioxidant systems, ABA and GA 4 interaction in cucumber (*Cucumis sativus* L.). 57, 269-279.
- ZHIFANG, G., LOESCHER, W. J. P., *CELL & ENVIRONMENT* 2003. Expression of a celery mannose 6- phosphate reductase in *Arabidopsis thaliana* enhances salt tolerance and induces biosynthesis of both mannitol and a glucosyl- mannitol dimer. 26, 275-283.
- ZHU, J.-K. *J. C. O. I. P. B.* 2003. Regulation of ion homeostasis under salt stress. 6, 441-445.
- ZIYAEV, Z., SHARMA, R., NAZARI, K., MORGOUNOV, A., AMANOV, A., ZIYADULLAEV, Z., KHALIKULOV, Z. & ALIKULOV, S. J. E. 2011. Improving wheat stripe rust resistance in Central Asia and the Caucasus. 179, 197-207.

Annexes

Annexe1

Composition et préparation des solutions.

Tableau A : la composition minérale de la solution Hoagland

Composés		La concentration de la solution stock (mM)	Le volume prélevé de la solution stock pour 1L de la solution finale (mL)
Macronutriments	KNO ₃	1000	6
	Ca(NO ₃) ₂ •4H ₂ O	1000	4
	KH ₂ PO ₄	1000	2
	MgSO ₄ •7H ₂ O	1000	1
Micronutriments	KCl	25	2
	H ₃ BO ₃	12,5	
	MnSO ₄ H ₂ O	1	
	ZnSO ₄ •7H ₂ O	1	
	CuSO ₄ •5H ₂ O	0,25	
	MoO ₃	0,25	

Tableau B : la préparation du tampon d'extraction 2xCTAB.

Composés	Concentrations
Tris-HCl pH 8	100mM
EDTA pH 8	20mM
CTAB	2%
NaCl	1,4M
B-mercaptoethanol	0,2%
PVP	0,5%

Tableau C : La préparation du gel d'agarose 1%

Composés			Quantités
5xTBE	5,4g de Tris	pH 8	100mL
	2,8g d'acide borique		
	2mL EDTA		
Agarose			1g

- Le mélange est versé dans une érlen et mis sous micro-ondes et agité jusqu'à ébullition, puis refroidis avec l'eau du robinet et versé dans la cuve et laissé gélifier pendant 30 minute

Tableau D : La préparation de gel d'acrylamide 6%.

Composés			Volumes
5xTBE			15mL
Solution de PolyAcrylamide 40%	38,66g d'Acrylamide	100mL	22,5mL
	1,34g de bis-Acrylamide		
TEMED			110 μ L
APS 25%			450 μ L
Eau distillée			112mL
Volume total			150mL

- Le mélange est versé en sandwich entre deux plaques de verre séparées par deux entretoises aux extrémités et laisser gélifier pendant 30 minutes.

Annexe 2

Les 120 génotypes en termes de taux de germination sous LC50.

ID de génotype	Témoin (%)	LC50 (%)
1	90	88,3
2	97,5	78,3
3	100	81,65
4	90	80
5	92,5	85
6	82,5	81,65
7	85	71,65
8	90	31,65
9	100	81,65
13	95	75
14	97,5	88,3
15	100	93,3
16	97,5	88,3
17	90	81,65
18	85	31,65
19	82,5	58,3
20	92,5	90
21	75	20
22	95	83,3
24	100	98,3
25	95	53,3
26	97,5	93,3
27	100	85
29	100	91,65
30	90	81,65
31	100	98,3
32	90	86,65
33	100	93,3
34	87,5	75
35	90	88,3
36	90	75
37	85	73,3
38	100	90
39	100	91,65
40	100	93,3
41	100	100
43	100	98,3
44	97,5	88,3
45	100	100
46	85	30

48	85	8,3
49	75	56,65
50	100	91,65
51	100	81,65
52	70	33,3
53	97,5	86,65
54	97,5	88,3
55	97,5	80
56	87,5	71,65
58	95	78,3
59	72,5	68,3
60	80	53,3
61	87,5	56,65
63	87,5	60
64	85	5
66	87,5	58,3
67	77,5	35
68	95	83,3
69	95	90
70	87,5	48,3
71	97,5	85
72	75	56,65
73	90	83,3
74	92,5	56,65
75	82,5	31,65
76	92,5	81,65
77	87,5	81,65
78	85	80
83	95	91,65
84	85	43,3
85	80	66,65
86	85	53,3
87	85	76,65
90	97,5	83,3
91	92,5	83,3
92	92,5	58,3
93	80	6,65
94	87,5	15
95	75	75
96	90	65
97	100	80
98	92,5	90
99	85	61,65
100	90	75
101	87,5	18,3

102	87,5	65
103	97,5	81,65
104	87,5	20
105	95	85
106	85	61,65
107	80	43,3
108	100	91,65
110	100	96,65
111	100	81,65
112	77,5	40
113	100	90
114	85	65
116	95	80
118	95	61,65
119	100	85
120	97,5	93,3
121	85	40
122	90	70
123	92,5	20
124	97,5	91,65
125	92,5	88,3
126	100	90
127	100	91,65
128	75	38,3
129	85	78,3
130	95	90
131	85	60
132	90	75
133	95	95
135	75	25
137	92,5	21,65
138	87,5	61,65
97b	80	55,53
88	86,66	57,73
Kharouba	87,5	35
Florence	100	88,3333333

Annexe 3

La teneur en chlorophylle et le nombre de feuilles vertes 15 jours après un traitement au sel de
150 mM de génotypes de blé classés dans des groupes homogènes

Genotype ID	Chlorophyll content ($\mu\text{g/mL}$)	Number of green leaves	Response
8	0,00a	0,00 a	Sensible
75	0,00a	0,00 a	Sensible
22	0,00a	0,00 a	Sensible
43	0,00a	0,00 a	Sensible
85	0,00a	0,00 a	Sensible
72	0,02a	0,17 a	Sensible
21	0,02a	0,33 ab	Sensible
60	0,03a	0,50 ab	Sensible
1	0,05a	0,67 abc	Sensible
92	0,05a	1,17 abcd	Sensible
102	0,05a	3,17 abdce	Sensible
121	0,07a	1,83 abcd	Sensible
111	0,07a	0,83 abc	Sensible
25	0,08a	2,67 abcde	Sensible
91	0,10a	1,00 abc	Sensible
93	0,12a	0,17 a	Sensible
53	0,12a	1,00 abc	Sensible
35	0,12ab	0,33 ab	Sensible
124	0,13 ab	1,33 abcd	Sensible
118	0,16 ab	2,83 abcde	Sensible
68	0,16 ab	2,67 abcde	Sensible
84	0,18 ab	3,33 bcde	Sensible
126	0,20 ab	2,00 abcd	Sensible
27	0,20 ab	0,83 abc	Sensible
2	0,20 ab	3,33 bcde	Sensible
88	0,22 ab	2,67 abcde	Sensible
116	0,25 ab	1,33 abcd	Sensible
90	0,26 ab	1,00 abc	Sensible
122	0,26 ab	2,33 abcde	Sensible
105	0,27 ab	0,83 abc	Sensible
49	0,28 ab	2,5	Sensible
120	0,28 ab	1,17 abcd	Sensible
59	0,28 ab	2,50 abcde	Sensible
45	0,29 ab	2,33 abcde	Sensible
24	0,29 ab	2,67 abcde	Sensible
104	0,31 ab	0,50 ab	Sensible
13	0,32 ab	3,50 bcde	Sensible
6	0,34 ab	1,33 abcd	Sensible
113	0,35 ab	1,00 abc	Sensible
18	0,36 ab	2,00 abcd	Sensible
70	0,38 ab	2,50 abcde	Sensible
101	0,39 ab	1,16	Sensible
135	0,43 abc	3,67 bcde	Sensible
100	0,44 abc	2,83 abcde	Sensible
130	0,46 abc	1,67 abcd	Sensible

95	0,47 abc	1,67 abcd	Sensible
137	0,47 abc	2,33 abcd	Sensible
110	0,47 abc	1,50 abcd	Sensible
77	0,48 abc	1,67 abcd	Sensible
30	0,53 abc	0,50 ab	Sensible
86	0,53 abc	5,50 e	Sensible
39	0,55 abc	1,33 abcd	Sensible
37	0,60 abc	1,17 abcd	Sensible
66	0,60 abc	3,67 cde	Sensible
73	0,62 abc	1,33 abcd	Sensible
K	0,62 abc	1,96 abcd	Sensible
98	0,63 abc	3,33 bcde	Sensible
34	0,65 abc	3,00 cde	Sensible
129	0,70 abc	2,00 abcd	Sensible
69	0,70 abc	1,83 abcd	Sensible
4	0,71 abc	2,33 abcde	Sensible
33	0,73 abc	0,83 abc	Sensible
61	0,73 abc	3,50 bcde	Sensible
40	0,75 abc	2,33 abcde	Sensible
52	0,76 abc	4,17 de	Sensible
9	0,76 abc	1,83 abcd	Sensible
67	0,79 abc	0,5 ab	Sensible
108	0,81 abc	1,33 abcd	Intermédiaire
83	0,86 abc	2,83 abcde	Intermédiaire
107	0,86 abc	0,83 ab	Intermédiaire
94	0,87 abc	2,00 abcd	Intermédiaire
114	0,87 abc	1,67 abcd	Intermédiaire
46	0,87 abc	0,33 abcde	Intermédiaire
119	0,89 abcd	1,00 abc	Intermédiaire
76	0,91 abcd	2,00 abcd	Intermédiaire
79	0,92 abcd	2,50 abcde	Intermédiaire
63	0,93 abcd	5,33 e	Intermédiaire
128	0,99 abcd	3,17 abcde	Intermédiaire
99	1,01 abcd	2,17 abcd	Intermédiaire
106	1,03 abcd	3,17 bcde	Intermédiaire
20	1,10 abcd	3,50 bcde	Intermédiaire
62	1,18 abcd	3,00 abcde	Intermédiaire
26	1,24 abcd	1,83 abcd	Intermédiaire
123	1,25 abcd	2,67 abcde	Intermédiaire
58	1,25 abcd	2,50 abcde	Intermédiaire
55	1,28 abcd	3,67cde	Intermédiaire
17	1,33 abcde	2,00 abcd	Intermédiaire
112	1,36 abcde	0,33 ab	Intermédiaire
29	1,41 abcde	2,67 abcde	Intermédiaire
48	1,44 abcde	2,50 abcde	Intermédiaire
103	1,46 abcde	3,50 bcde	Intermédiaire
15	1,65 abcdef	3,00 bcde	Intermédiaire
132	1,86 abcdef	2,33 abcde	Intermédiaire
125	1,87 abcdef	2,50 abcde	Intermédiaire
64	1,87 abcdef	2,00 abcd	Intermédiaire
38	1,92 abcdef	2,50abcde	Intermédiaire
19	2,01 abcdef	2,00 abcd	Intermédiaire

131	1,53 abcdef	0,66 abc	Intermédiaire
87	2,08 abcdef	2,83 abcde	Intermédiaire
32	2,09 abcdef	3,08 abcde	Intermédiaire
127	2,14 bcdef	3,33 bcde	Tolérant
138	2,14 bcdef	3,67 bcde	Tolérant
96	2,17 bcdef	2,83 abcde	Tolérant
54	2,20 bcdef	3,00 abcde	Tolérant
5	2,43 cdef	3,50 bcde	Tolérant
133	2,49 cdef	3,00 abcde	Tolérant
78	2,58 cdef	3,00 abcde	Tolérant
97B	2,83 cdef	3,17 abcde	Tolérant
36	2,90 def	2,33 abcde	Tolérant
71	2,91def	3,67 bcde	Tolérant
50	3,02 def	3,50 bcde	Tolérant
F	3,03 def	3,58 cde	Tolérant
3	3,20 def	3,17 abcde	Tolérant
51	3,34 ef	4,33 de	Tolérant
7	3,36 ef	2,83 abcde	Tolérant
16	3,52 ef	3,33 bcde	Tolérant
97	3,69 f	2,83 abcde	Tolérant
14	3,75 f	2,00 abcd	Tolérant
31	3,81 f	2,66 abcde	Tolérant
74	3,99 f	3,17abcde	Tolérant
44	4,35 f	5,53 cde	Tolérant
41	4,55 f	5,50 cde	Tolérant
MEAN	1,14	2,34	
CV%	98,09	48,21	
LSD_(0,05)	1,85	1,16	

Annexe 4

Résumé de la caractérisation phénotypique et génotypique de 120 génotypes de blé testés

Genotype ID	Germination under LC50 (%)	Number of Green Leaves	Chlorophyll content (µg/mL)	Number of Yellow Leaves	Number of Dry Leaves	gwm312	cslinkNax2	Nax Genotype
1	88,30	0,67	0,05	2,00	2,33	+	-	Nax1/nax2
2	78,30	3,33	0,20	2,33	2,00	-	+	nax1/Nax2
3	81,65	3,17	3,20	0,83	2,00	+	+	Nax1/Nax2
4	80,00	2,33	0,71	1,50	2,50	-	+	nax1/Nax2
5	85,00	3,50	2,43	0,33	2,00	+	-	Nax1/nax2
6	81,65	1,33	0,34	1,00	3,17	-	-	nax1/nax2
7	71,65	2,83	3,36	0,83	2,17	+	+	Nax1/Nax2
8	31,65	0,00	0,00	2,17	2,83	-	-	nax1/nax2
9	81,65	1,00	0,10	1,50	2,33	-	+	nax1/Nax2
13	75,00	3,50	0,32	1,67	2,00	-	+	nax1/Nax2
14	88,30	2,00	3,75	1,00	2,83	-	+	nax1/Nax2
15	93,30	3,00	1,65	0,83	2,00	-	+	nax1/Nax2
16	88,30	3,33	3,52	0,67	2,00	+	+	Nax1/Nax2
17	81,65	2,00	1,33	1,00	2,33	+	+	Nax1/Nax2
18	31,65	2,00	0,36	2,00	2,00	-	-	nax1/nax2
19	58,30	2,00	2,01	1,67	1,50	-	+	nax1/Nax2
20	90,00	3,50	1,10	1,83	1,83	+	+	Nax1/Nax2
21	20,00	0,33	0,02	2,17	2,00	-	-	nax1/nax2
22	83,30	0,00	0,00	1,67	3,00	-	-	nax1/nax2
24	98,30	2,67	0,29	1,50	1,83	+	+	Nax1/Nax2
25	53,30	2,67	0,08	1,67	2,67	+	-	Nax1/nax2
26	93,30	1,83	1,24	1,00	2,67	+	+	Nax1/Nax2
27	85,00	0,83	0,20	2,33	2,67	+	-	Nax1/nax2
29	91,65	2,67	1,41	0,67	2,17	+	-	Nax1/nax2
30	81,65	0,50	0,53	2,17	2,00	-	+	nax1/Nax2
31	98,30	2,67	3,81	1,17	2,00	+	+	Nax1/Nax2
32	86,65	3,50	0,36	1,33	2,00	-	-	nax1/nax2
33	93,30	0,83	0,73	1,00	2,67	-	-	nax1/nax2
34	75,00	3,00	0,65	1,00	2,00	-	-	nax1/nax2
35	88,30	0,33	0,12	1,50	2,33	-	-	nax1/nax2
36	75,00	2,33	2,90	1,50	1,67	+	+	Nax1/Nax2
37	73,30	1,17	0,60	1,83	1,67	-	+	nax1/Nax2
38	90,00	2,50	1,92	1,00	2,50	+	+	Nax1/Nax2
39	91,65	1,33	0,55	2,17	1,83	-	+	nax1/Nax2
40	93,30	2,33	0,75	1,00	2,17	-	+	nax1/Nax2
41	100,00	4,00	4,55	1,00	2,33	+	+	Nax1/Nax2
43	98,30	0,00	0,00	1,17	2,50	-	-	nax1/nax2
44	88,30	3,67	4,35	0,33	2,00	+	+	Nax1/Nax2

45	100,00	2,33	0,29	1,33	1,83	-	+	nax1/Nax2
46	30,00	0,33	0,88	3,17	2,17	-	-	nax1/nax2
48	8,30	2,50	1,44	1,00	2,17	-	-	nax1/nax2
49	56,65	2,50	0,28	1,00	2,00	+	-	Nax1/nax2
50	91,65	3,50	3,02	0,50	2,00	+	-	Nax1/nax2
51	81,65	4,33	3,34	0,83	1,83	+	+	Nax1/Nax2
52	33,30	4,17	0,76	0,83	1,50	-	-	nax1/nax2
53	86,65	1,00	0,12	2,17	2,00	-	+	nax1/Nax2
54	88,30	3,00	2,20	1,00	2,00	+	+	Nax1/Nax2
55	80,00	3,67	1,28	0,33	2,00	-	+	nax1/Nax2
58	78,30	2,50	1,25	1,50	1,83	+	-	Nax1/nax2
59	68,30	2,50	0,28	1,00	2,00	-	-	nax1/nax2
60	53,30	0,50	0,03	1,17	3,00	-	-	nax1/nax2
61	56,65	3,50	0,73	0,33	2,00	-	+	nax1/Nax2
62	71,65	3,00	1,18	0,83	2,00	+	+	Nax1/Nax2
63	60,00	5,33	0,93	1,33	2,00	+	+	Nax1/Nax2
64	5,00	2,00	1,87	5,50	2,67	-	-	nax1/nax2
66	58,30	3,67	0,60	1,17	1,33	-	+	nax1/Nax2
67	35,00	0,50	0,79	2,83	2,17	-	-	nax1/nax2
68	83,30	2,67	0,16	1,00	2,00	+	-	Nax1/nax2
69	90,00	1,83	0,70	1,00	2,17	+	-	Nax1/nax2
70	48,30	2,50	0,38	1,67	1,67	+	-	Nax1/nax2
71	85,00	3,67	2,91	0,33	2,00	+	+	Nax1/Nax2
72	56,65	0,17	0,02	2,00	2,17	-	+	nax1/Nax2
73	83,30	1,33	0,62	1,17	2,17	+	+	Nax1/Nax2
74	56,65	3,17	3,99	0,83	2,00	+	+	Nax1/Nax2
75	31,65	0,00	0,00	2,67	2,33	-	-	nax1/nax2
76	81,65	2,00	0,91	1,00	2,17	+	-	Nax1/nax2
77	81,65	1,67	0,48	1,67	2,50	-	+	nax1/Nax2
78	80,00	3,00	2,58	1,00	1,83	+	+	Nax1/Nax2
79	66,60	2,50	0,92	0,83	2,00	-	-	nax1/nax2
83	91,65	2,67	1,03	1,17	1,83	-	+	nax1/Nax2
84	43,30	3,33	0,18	0,83	2,00	-	-	nax1/nax2
85	66,65	0,00	0,00	2,00	2,17	-	-	nax1/nax2
86	53,30	5,50	0,53	0,83	2,50	-	+	nax1/Nax2
87	76,65	2,83	2,08	1,00	2,00	+	+	Nax1/Nax2
88	57,73	2,67	0,22	1,00	2,00	-	-	nax1/nax2
90	83,30	1,00	0,26	1,83	2,17	-	-	nax1/nax2
91	83,30	1,83	0,76	1,00	2,17	+	+	Nax1/Nax2
92	58,30	1,17	0,05	1,50	2,17	+	-	Nax1/nax2
93	6,65	0,17	0,12	1,50	3,33	-	-	nax1/nax2
94	15,00	4,00	0,87	0,83	2,17	-	-	nax1/nax2
95	75,00	1,67	0,47	1,50	2,00	-	+	nax1/Nax2
96	65,00	2,83	2,17	1,00	2,17	+	+	Nax1/Nax2
97	80,00	2,83	3,69	0,83	2,17	-	+	nax1/Nax2

97b	55,53	3,17	2,83	0,67	2,00	-	+	nax1/Nax2
98	90,00	3,33	0,63	0,67	2,00	+	-	Nax1/nax2
99	61,65	2,17	1,01	0,83	2,17	+	-	Nax1/nax2
100	75,00	2,83	0,44	0,83	2,00	+	-	Nax1/nax2
101	18,30	1,17	0,40	2,17	2,17	-	-	nax1/nax2
102	65,00	3,17	0,05	1,50	1,83	+	-	Nax1/nax2
103	81,65	3,50	1,46	0,50	2,00	-	+	nax1/Nax2
104	20,00	0,50	0,31	1,00	3,00	-	-	nax1/nax2
105	85,00	0,83	0,27	1,17	2,83	-	+	nax1/Nax2
106	61,65	2,83	0,86	0,83	2,00	+	-	Nax1/nax2
107	43,30	0,83	0,87	0,83	2,00	-	-	nax1/nax2
108	91,65	1,33	0,81	1,00	2,50	+	-	Nax1/nax2
110	96,65	1,50	0,47	1,00	2,33	+	-	Nax1/nax2
111	81,65	0,83	0,07	2,17	1,83	+	-	Nax1/nax2
112	40,00	0,33	1,36	3,67	2,00	-	-	nax1/nax2
113	90,00	1,00	0,35	1,50	2,33	-	-	nax1/nax2
114	65,00	1,67	0,87	1,33	2,17	+	-	Nax1/nax2
116	80,00	1,33	0,25	1,83	2,17	-	+	nax1/Nax2
118	61,65	2,83	0,16	2,33	2,17	-	-	nax1/nax2
119	85,00	1,00	0,89	1,33	2,67	-	-	nax1/nax2
120	93,30	1,17	0,28	1,00	2,50	+	-	Nax1/nax2
121	40,00	1,83	0,07	1,50	2,17	-	-	nax1/nax2
122	70,00	2,33	0,26	1,83	2,67	-	-	nax1/nax2
123	20,00	2,67	1,25	0,83	2,00	-	-	nax1/nax2
124	91,65	1,33	0,13	1,17	2,17	-	-	nax1/nax2
125	88,30	2,50	1,87	0,83	2,17	-	+	nax1/Nax2
126	90,00	2,00	0,20	1,67	2,17	+	-	Nax1/nax2
127	91,65	3,33	2,14	0,67	2,00	+	-	Nax1/nax2
128	38,30	3,17	0,99	0,67	2,00	-	-	nax1/nax2
129	78,30	2,00	0,70	1,33	1,83	+	-	Nax1/nax2
130	90,00	1,67	0,46	1,67	1,83	+	-	Nax1/nax2
131	60,00	0,66	1,53	3,50	3,17	-	-	nax1/nax2
132	75,00	2,33	1,86	1,00	2,17	-	-	nax1/nax2
133	95,00	3,00	2,49	0,83	2,00	-	+	nax1/Nax2
135	25,00	3,67	0,43	1,67	1,67	-	-	nax1/nax2
137	21,65	2,33	0,47	1,00	2,00	-	-	nax1/nax2
138	61,65	3,67	2,14	1,33	2,00	+	+	Nax1/Nax2
Florence	35,00	3,58	3,03	0,83	2,00	+	+	Nax1/Nax2
Kharouba	88,33	1,96	0,62	1,46	2,08	-	-	nax1/nax2

