

Faculté des bioingénieurs

Etude de l'effet de la salinité sur la biologie et les qualités nutritionnelles de deux variétés d'*Amaranthus cruentus*

Auteur : Martin Braquenier

Promotrice : Prof. Muriel Quinet

Lecteur(s) : Servane Bigot
Prof. Guillaume Lobet

Année académique 2021-2022

Mémoire de fin d'études présenté en vue de l'obtention du diplôme de
Bioingénieur : Sciences agronomiques

Remerciements

Je tiens d'abord à remercier Adrien Luyckx pour le temps, les nombreux conseils et la motivation qu'il m'a donnés tout au long de cette année. Je tiens également à remercier ma promotrice, la Professeure Muriel Quinet, pour la proposition de ce sujet de mémoire et pour m'avoir, elle-aussi, accompagné et encadré tout au long de l'année. Merci de m'avoir fait découvrir une plante si intéressante et importante et pourtant trop peu connue.

Merci à Paul, Servane, Brigitte, Marie-Eve, le Professeur André Lejeune et à tous les membres du GRPV pour leur aide et leurs conseils au labo ou dans les serres. Merci à Aurélie pour sa compagnie au labo.

Finalement, merci à ma famille, à mes amis et à Justine pour leur soutien et pour tous les moments passés ensemble durant cette année ainsi que les 4 autres de mon parcours étudiantin. Merci à Camille et Baptiste pour leur relecture.

Table des matières

Remerciements.....	A
Table des figures.....	E
Table des tableaux.....	E
Introduction.....	1
1. Etat de l'art	3
1.1. Santé des sols.....	3
1.2. Intensification durable et intensification écologique.....	4
1.3. La salinisation : causes et conséquences	5
1.3.1. Salinisation primaire	5
1.3.2. Salinisation secondaire	6
1.3.3. Mesure et classification de la salinité et de la sodicité du sol.....	7
1.3.4. Conséquences de la salinisation	8
1.3.5. Les halophytes	11
1.4. Cultures orphelines.....	13
1.5. L'amarante	15
1.5.1. Description générale et historique	15
1.5.2. <i>Amaranthus cruentus</i>	16
1.5.3. Potentiel et amélioration de l'amarante graine	18
2. Objectifs.....	20
3. Matériel & méthodes	21
3.1. Mise en place et déroulement de la culture	21
3.2. Design expérimental.....	22
3.3. Mesures morphologiques	23
3.4. Mesures physiologiques	23
3.4.1. Fluorescence de la chlorophylle	23
3.4.2. Teneur en chlorophylle, en azote et température au niveau de la feuille.....	25
3.4.3. Conductance stomatique	25
3.4.4. Potentiel osmotique	26
3.5. Mesures de la biomasse	27
3.5.1. Poids frais et poids sec.....	27
3.5.2. Contenu en eau	27
3.5.3. Poids de 1000 graines	27
3.6. Analyses biochimiques.....	28
3.6.1. Polyphénols	28
3.6.2. Flavonoïdes.....	29

3.6.3.	Protéines	29
3.6.4.	Sucres solubles totaux	30
3.6.5.	Hydrolyse et dosage de l'amidon	30
3.7.	Dosage des éléments minéraux	31
3.8.	Analyse statistique des données et des résultats	32
4.	Résultats	33
4.1.	Phase végétative	33
4.1.1.	Taille.....	33
4.1.2.	Nombre de feuilles.....	33
4.1.3.	Poids secs	35
4.1.4.	Contenu en eau	36
4.1.5.	Mesures physiologiques.....	37
4.1.6.	Dosage des éléments minéraux – Tiges	40
4.1.7.	Dosage des éléments minéraux – Racines	41
4.1.8.	Dosage des éléments minéraux – Feuilles	42
4.1.9.	Dosage des métabolites	43
4.2.	Phase reproductive : Graines	45
4.2.1.	Poids de 1000 graines	45
4.2.2.	Dosage des métabolites	46
4.2.3.	Dosage des éléments minéraux.....	47
5.	Discussion	48
5.1.	Effet de la variété et du traitement salin sur les paramètres de croissance végétative d' <i>A. cruentus</i>	48
5.2.	Stratégies de résistance au chlorure de sodium	49
5.3.	Analyse qualitative et quantitative de l'aspect nutritionnel d' <i>A. cruentus</i>	52
5.3.1.	Feuilles	52
5.3.2.	Graines	55
6.	Conclusion et perspectives	59
7.	Références bibliographiques	62
8.	Annexes	71

Table des figures

Figure 1	10
Figure 2	17
Figure 3	17
Figure 4	22
Figure 5	24
Figure 6	34
Figure 7	34
Figure 8	35
Figure 9	35
Figure 10.....	36
Figure 11.....	38
Figure 12.....	38
Figure 13	39
Figure 14.....	40
Figure 15.....	40
Figure 16.....	41
Figure 17.....	41
Figure 18.....	43
Figure 19.....	44
Figure 20.....	44
Figure 21.....	45
Figure 22.....	45
Figure 23.....	47

Table des tableaux

Tableau 1.....	8
Tableau 2.....	32
Tableau 3.....	36
Tableau 4.....	37
Tableau 5.....	42
Tableau 6.....	42
Tableau 7.....	46
Tableau 8.....	46
Tableau 9.....	47
Tableau 10.....	54
Tableau 11.....	57
Tableau 12.....	58

Introduction

De grands défis attendent l'humanité. Ces défis sont multiples et touchent à des problématiques variées et interconnectées. L'humanité a toujours été confrontée à des défis d'ordre sociétal et économique. La nature n'était alors qu'un puits de ressources exploitables et utiles au développement socio-économique humain. Cette exploitation commença avec l'agriculture, qui succéda aux méthodes des chasseurs-cueilleurs. Les sociétés paysannes ont ensuite perduré pendant des siècles. Après une série de révolutions agricoles et de progrès, un être humain, à lui seul, produisait davantage de nourriture qu'il n'en consommait. Les progrès technologiques dans l'agriculture ont ainsi permis à la société de se diversifier. Tout le monde n'était plus obligé d'exercer le métier de paysan pour survivre. Le progrès s'est ensuite poursuivi à travers les révolutions industrielles qui ouvrirent la porte à l'industrialisation des sociétés et à l'avènement du capitalisme moderne. Plus récemment, la révolution technologique transforma encore davantage les sociétés du monde entier en rendant ces dernières plus interconnectées et informées.

L'objectif est toujours resté le même : améliorer le bien-être humain par l'exploitation des ressources naturelles. Autrement dit, alimenter la croissance socio-économique par l'exploitation de l'environnement, de ce qui nous entoure, de ce qui n'est pas « nous ».

Les premiers indices du changement climatique, de la perte de biodiversité, et de la pollution, ont progressivement conscientisé l'humanité de l'impact de sa croissance sur l'environnement. Si les ressources naturelles sont épuisées ou altérées, l'humain ne survivra pas car il fait partie intégrante de la nature. Si nous épuisons la nature, nous épuisons l'humanité.

Aujourd'hui, l'humanité est donc confrontée à un défi central : celui de conserver le bien-être et le confort acquis en préservant son environnement présent et futur. Il s'agit d'un des fondements de l'idée du développement durable. Cependant, le terme de « développement » est ambigu, c'est pourquoi j'ai préféré utiliser la notion d'accroissement du bien-être et du confort.

En 2015, l'Organisation des Nations Unies (ONU) a énoncé 17 Objectifs de Développement Durable (ODD) visant à « [...] donner la marche à suivre pour parvenir à un avenir meilleur et plus durable pour tous. » (Farigoul, 2022). Ces objectifs sont mondiaux et interconnectés entre eux. Ils concernent notamment la pauvreté, les inégalités, le climat, la biodiversité, l'éducation, l'accès à l'eau et l'alimentation. Ils sont à atteindre pour 2030.

L'ODD 2, « Faim Zéro », vise à une diminution du gaspillage de nourriture ainsi qu'au soutien de l'agriculture locale. En 2017, 8,8% de la population mondiale était sous-alimentée. 663 millions de personnes ne recevaient pas l'apport calorique minimum nécessaire au bon fonctionnement de leur corps (Roser and Ritchie, 2019). Selon l'organisation World Food Program, en 2019, 135 millions de personnes souffraient de malnutrition aigüe (Global

Network against Food Crisis and Food Security Information Network, 2020). Ces cas de malnutrition aigüe touchent principalement le continent africain ainsi que l'Asie et le Moyen-Orient et sont en grande partie la conséquence de conflits, du changement climatique et/ou de ralentissements de l'économie. L'insécurité alimentaire est la plus répandue et sévère dans les pays en voie de développement (Roser and Ritchie, 2019). Or, ce sont ces pays qui sont les premiers concernés par les effets du changement climatique.

« 500 millions de petites exploitations agricoles fournissent jusqu'à 80% de la nourriture consommée dans les pays en développement. » (ONU, 2022). Il est donc primordial de soutenir les agricultures locales dans un contexte de changement climatique et de croissance de la population. Ce soutien peut notamment passer par la recherche et l'amélioration de cultures locales et/ou sous-utilisées qui sont plus tolérantes aux stress abiotiques que les cultures conventionnelles (Kumar and Bhalothia, 2020). C'est dans cette idée que s'intègre le présent travail sur *Amaranthus cruentus*, une espèce cultivée pour ses graines et/ou ses feuilles dans de nombreux pays du Sud et considérée comme sous-utilisée. Il s'agit d'une espèce relativement tolérante à la sécheresse et possédant des propriétés nutritionnelles intéressantes. Ce travail vise à évaluer la tolérance de 2 cultivars de cette espèce à un sol salinisé, phénomène de plus en plus répandu dans le monde et accentué par le réchauffement climatique.

1. Etat de l'art

1.1. Santé des sols

Les sols ont toujours été précieux pour l'humanité. Ceux-ci constituent la source et le substrat essentiels à la production de nourriture. Au-delà de la production de nourriture, les sols contribuent également à de nombreux services, écosystémiques entre autres. Ils fournissent du bois, ils filtrent et absorbent les polluants, ils régulent les gaz à effet de serre et sont un stock de carbone gigantesque (Kopittke et al., 2019). La demande croissante en matières premières telles que le bois, la nourriture, mais également en espaces et terrains à bâtir exerce une pression importante sur les sols et a des impacts sur la qualité, la vie et la durabilité de ces derniers. Dix menaces majeures aux services écosystémiques clés pour le bien-être humain ont été identifiées par la Food and Agriculture Organization of the United States (FAO) et l'Intergouvernemental Technical Panel on Soil (ITPS) dans leur rapport « Status of the World's Soil Resources » présenté en 2015 : érosion, perte du carbone organique et de la biodiversité du sol, pollution, acidification et sodification, salinisation, déséquilibre nutritionnel, compactage, imperméabilisation, engorgement en eau (FAO and ITPS, 2021a).

Selon les prévisions, 1,8 milliards d'êtres humains supplémentaires peupleront la planète d'ici 2050 (United Nations, Department of Economic and Social Affairs, Population Division, 2019). La consommation de nourriture va inexorablement augmenter. Au cours de ces 300 dernières années, la croissance démographique était corrélée avec une croissance du taux de changement d'affectation des sols. Cela signifie que pour nourrir davantage de monde, on a transformé davantage de terres naturelles et semi-naturelles en terres arables et pâturages. Avec l'augmentation du nombre d'êtres humains, l'industrialisation et l'urbanisation, les autres pressions sur le sol sont, elles aussi, plus importantes. Ainsi, la production d'énergie par la transformation de cultures de cannes à sucre et de maïs en éthanol, ou encore l'urbanisation par le pavage et l'imperméabilisation des sols, sont 2 des facteurs de pression croissante sur les sols (Kopittke et al., 2019).

Si la proportion de sols utilisés à des fins non-alimentaires augmente, on est en droit de se demander si la proportion cultivable et de pâturage sera suffisante pour toujours plus de bouches à nourrir. Depuis le milieu des années 90 et la révolution verte, le besoin croissant en nourriture n'est plus uniquement assouvi par l'extension des terres cultivées et des pâturages mais aussi et surtout par une intensification agricole des terres fertiles déjà en place. Cette intensification a été et est rendue possible par les nouvelles technologies et connaissances en génétique, en fertilisants et pesticides, en utilisation de l'eau et autres pratiques agronomiques (Kopittke et al., 2019).

95 % de notre nourriture provient directement ou indirectement du sol (FAO, 2015), faisant de ce dernier une ressource vitale à l'humanité mais finie. Pour pallier une augmentation de la demande en nourriture sans augmentation possible de la ressource « sol », la production agricole n'a donc pas d'autre choix que de s'intensifier davantage. Or, le processus d'intensification actuel de l'agriculture et tous les autres facteurs susmentionnés de pression dégradent déjà les sols et l'environnement. L'intensification est donc nécessaire mais elle doit devenir durable et écologique.

1.2. Intensification durable et intensification écologique

Selon Pretty et al. (2011), l'intensification durable consiste à produire plus à partir d'une même surface de terre tout en réduisant les impacts négatifs et en améliorant les contributions au capital naturel et les services environnementaux.

L'intensification écologique, dans la littérature, est souvent basée sur l'utilisation de méthodes de régulation biologiques de l'agroécosystème à l'échelle du champ, de la ferme et du paysage (Doré et al., 2011).

La nuance entre l'intensification durable et l'intensification écologique est assez floue mais ces dernières semblent converger sur le principe de produire plus à partir de moins. On peut alors interpréter « à partir de moins » autant par une diminution de l'utilisation d'intrants que par une diminution des effets négatifs produits.

Selon les secteurs des fertilisants et des biotechnologies par exemple, l'intensification durable passe surtout par un investissement dans la recherche et le développement de nouvelles technologies ou dans l'utilisation accrue d'engrais (Tittonell, 2014). Il s'agit d'un discours assez caractéristique de la révolution verte, basé sur la création de nouvelles technologies afin d'augmenter l'efficacité des productions. Ces nouvelles technologies sont censées être acceptées et appliquées par tous les agriculteurs peu importe le contexte. Pour d'autres, comme Pretty et al. (2011) dans le contexte d'agriculture africaine, l'intensification durable passe par la mise en œuvre de pratiques agroécologiques, par la combinaison de variétés nouvelles et anciennes, par la diversification et l'utilisation de nouveaux ou autres types de culture. On observe une opposition entre l'amélioration technologique des intrants et l'amélioration technologique des procédés. Contrairement à la première, l'amélioration technologique des procédés s'adapte au contexte.

L'intensification écologique est également une appellation source d'ambiguïtés. Le rôle des ressources locales et des connaissances indigènes y est cependant reconnu. Les agriculteurs ne sont pas considérés comme des accepteurs de technologies toutes prêtes mais comme des sources de connaissances et de technologies adaptées au contexte local. « L'agriculture biologique constitue un des meilleurs exemples d'intensification écologique, bien que toutes

les formes d'agriculture biologique ne puissent pas être considérées comme étant écologiquement ou durablement intensives. » (Tittonell, 2014)

Tant qu'une définition exacte et faisant l'unanimité entre les acteurs n'est pas énoncée, les interprétations et applications de l'intensification durable et écologique resteront variées. L'important serait dès lors de trouver un objectif commun à l'intensification durable et écologique plutôt qu'une définition commune. « Intensification » comme moteur de production, « durable et écologique » comme moteur de résilience et de durabilité face aux changements climatiques et autres obstacles tels que la salinisation des sols.

1.3. La salinisation : causes et conséquences

« La salinisation est l'accumulation de sels hydrosolubles dans le sol ou le régolithe du sol à un niveau qui a un impact sur la production agricole, la santé environnementale et le bien-être économique. » (Rengasamy, 2006). Ces sels solubles comprennent le potassium (K^+), le magnésium (Mg^{2+}), le calcium (Ca^{2+}), le chlorure (Cl^-), le sulfate (SO_4^{2-}), le carbonate (CO_3^{2-}), le bicarbonate (HCO_3^-) et le sodium (Na^+) (IPTS et al., 2009). L'accumulation de sodium est aussi dénommée sodification et sera le plus souvent reprise sous l'appellation « salinisation » dans la suite de ce rapport.

Ce phénomène affecte plus de 100 pays à travers le monde et touche des zones aux caractéristiques très variées. Aucune zone climatique n'est exempte de salinisation mais les régions arides et semi-arides ainsi que les zones côtières sont les plus affectées (FAO and IPTS, 2021b). Le phénomène de salinisation peut être d'origine naturelle (salinisation primaire), ou d'origine anthropogénique (salinisation secondaire) et menace approximativement 7% des terres cultivables dans le monde (Li et al., 2014). Cela équivaut à environ un milliard d'hectares, soit 20 fois la taille de la France.

1.3.1. Salinisation primaire

Les principales sources de salinisation naturelle sont liées aux dépôts de sels solubles par la pluie (dépôt humide des sels océaniques), les transferts éoliens (dépôt sec des sels océaniques), et l'altération physique ou chimique des roches mères. Des apports supplémentaires sont dus au transport des sels solubles géologiques par des cours d'eau et cours d'eau souterrains (Hassani et al., 2021). L'intrusion d'eau de mer dans les terres peut être naturelle et causée par des tsunamis par exemple, ou anthropogénique et causée par la surexploitation des nappes phréatiques faisant baisser le niveau de ces dernières en y permettant l'intrusion d'eau salée (Rengasamy, 2006). Les régions arides ou semi-arides où le

taux d'évapotranspiration excède le taux de précipitation sont également des zones propices à la salinisation des sols (Shahid et al., 2018a).

1.3.2. Salinisation secondaire

Selon Shahid et al. (2018a), l'association entre humains et salinité existe depuis des siècles. Des archives montrent que de nombreuses civilisations ont échoué à cause de problèmes de salinisation des terres cultivées. Le cas le plus parlant étant celui de la Mésopotamie (actuel Irak) qui aurait connu 3 grands épisodes de salinisation, le premier remontant à 2400 *av. J.-C.* Ces épisodes sont associés aux procédés de crue et décrue, aux infiltrations, à l'irrigation intensive et à la montée du niveau des nappes phréatiques.

Aujourd'hui, la cause de salinisation anthropogénique la plus influente est liée à l'exploitation des terres agricoles (IPTS et al., 2009). Premièrement, le remplacement de végétation pérenne à racines profondes par des cultures annuelles à faible enracinement prélevant moins d'eau provoque une remontée des eaux souterraines salines, comme c'est le cas en Australie, par exemple (FAO and IPTS, 2015). Deuxièmement, la surexploitation des réserves d'eau douce - liée ou non à l'irrigation - et la montée du niveau des océans mènent à des intrusions d'eau de mer dans les aquifères côtières qui peuvent conduire à des accumulations de sels dans les réserves d'eau et les terres. Troisièmement, l'utilisation intensive de fertilisants et/ou de sous-produits de l'industrie riches en sels solubles sur des terres peu perméables provoque également une accumulation de sels (IPTS et al., 2009). Enfin, l'irrigation, si elle n'est pas gérée correctement, donne souvent lieu à des problèmes de salinisation. Selon les estimations, entre 20 et 50 % des terres irriguées sont affectées par le phénomène (FAO and IPTS, 2021b). Ceci s'explique par une évapotranspiration importante et un drainage faible, qui constituent 2 facteurs majeurs de salinisation des terres irriguées (Singh, 2015).

Avec la croissance attendue de population, de plus en plus de terres en friche vont être transformées en terres arables, principalement par le biais de l'irrigation (Li et al., 2014). La part de production alimentaire provenant de l'irrigation devrait ainsi passer de 40% aujourd'hui à 45% en 2030 afin d'atteindre une hausse de production de nourriture 60 % plus importante et nécessaire pour 2050 (Singh, 2015). Or, comme susmentionné, l'intensification et l'extensification de l'irrigation constituent une menace importante de salinisation dans les régions arides et semi-arides dans lesquelles vit plus de 75% de la population mondiale (Singh, 2015).

L'agriculture n'est pas la seule et unique cause humaine de salinisation. Le sel de déneigement appliqué sur les routes en hiver en est une autre. Le sel le plus largement utilisé est le chlorure de sodium (NaCl). Tout au long de l'hiver, le sel peut migrer sur le bord des routes et dans différents points d'eau lors de la fonte des neiges. Etant très soluble, le chlorure de sodium peut également être lixivié dans les eaux souterraines lorsqu'il ne s'accumule pas dans les sols (Litalien and Zeeb, 2020). Autre cause de salinisation anthropique : l'extraction de pétrole. La plupart des gisements de pétrole se sont formés dans un environnement marin. Le pétrole

contient donc encore de l'eau salée sous forme de gouttelettes. Cette eau salée est extraite du pétrole et le plus souvent recyclée mais la haute teneur en sels minéraux de cet extrait peut poser des problèmes quant à son élimination et à l'assainissement des sites (Litalien and Zeeb, 2020). Les industries minières, la production de papier, la production d'énergie, la production de ciment et d'acier, l'aquaculture, l'industrie textile sont d'autres sources de déchets salins. La plupart de ces procédés sont équipés de systèmes de traitement et de recyclage des rejets salins mais le risque de fuite dans l'environnement n'est pas négligeable (Litalien and Zeeb, 2020).

Avec le réchauffement climatique, les températures augmentent (Lindsey and Dahlman, 2021). L'augmentation des températures provoque la fonte des glaciers et une montée des eaux. La montée du niveau des mers ne va faire qu'accentuer le phénomène de salinisation des zones côtières. Certaines zones climatiques vont devenir davantage arides et seront donc plus sujettes au risque de salinisation (Daliakopoulos et al., 2016). Le réchauffement climatique, ajouté à la demande croissante en nourriture sont donc 2 facteurs majeurs d'accentuation du phénomène de salinisation dans le monde.

1.3.3. Mesure et classification de la salinité et de la sodicité du sol

Des normes de classifications pour les sols salins et sodiques ont été élaborées en 1954 par l'US Salinity Laboratory Staff et sont toujours utilisées aujourd'hui.

« La salinité est [...] généralement définie comme une condition dans laquelle la conductivité électrique (CE) de l'extrait pâteux de sol saturé (CEe) dans la zone racinaire dépasse 4 dS m^{-1} à 25°C . » (FAO, 2021). Cela correspond approximativement à une valeur de concentration en NaCl de 40mM (Hanin et al., 2016).

La sodicité des sols est déterminée à partir du « Sodium adsorption ration » (SAR), calculé à partir de la concentration de cations dans l'eau du sol pour déterminer la concentration relative en sodium par rapport à celle en calcium et magnésium (Litalien and Zeeb, 2020). Un sol est considéré sodique si son SAR dépasse la valeur de 13.

Ces 2 valeurs combinées de CEe et de SAR permettent de déterminer si un sol est salin, sodique, ou salin-sodique (*Tableau 1*). Il est à noter que les valeurs seuils de salinité et sodicité au-dessus desquelles des effets délétères sont observables varient et dépendent de facteurs tels que les conditions climatiques, le régime hydrique du sol, le type de plante (Rengasamy, 2006). Une salinité de sol entre 2 et 4 dS m^{-1} peut négativement impacter le rendement des plantes plus sensibles. A des valeurs supérieures à 8 dS m^{-1} , la plupart des plantes montrent une forte diminution de croissance (Hassani et al., 2021).

Tableau 1. Classification des sols salins et sodiques (adapté de Litalien and Zeeb, 2020)

Classification	EC _e (dS/m)	SAR
Saline	≥4	<13
Saline-sodique	≥4	>13
Sodique	≥4	>13

1.3.4. Conséquences de la salinisation

Dans un contexte agronomique, il est possible d'établir un seuil critique de concentration en sels dans le sol à partir duquel la croissance et le développement de la végétation sont négativement impactés et d'en déduire l'importance de l'impact (ex : en pourcentage de la croissance maximale). D'autres facteurs concomitants à la salinité peuvent également influencer le développement et la croissance de la végétation sur le terrain comme l'engorgement en eau ou le stress hydrique par exemple (Flowers et al., 2015). Il est dès lors difficile d'associer des effets toxiques précis à la salinité du sol, cette salinité étant elle-même hétérogène au niveau de la zone racinaire d'une plante. Cependant, même les plantes les plus halophytes voient leur croissance réduite ou meurent lorsqu'elles sont exposées à des quantités importantes de NaCl dans leur zone racinaire (Flowers et al., 2015). On peut donc émettre des hypothèses sur les causes de cette réduction de croissance ou de mort de la plante. Les effets du sel sur les plantes peuvent être divisés en 2 phases : la phase osmotique et la phase ionique.

La phase osmotique

Le transport d'eau dans les plantes est régi par le potentiel hydrique. Dans un système où deux compartiments sont séparés par une membrane semi-perméable à l'eau, celle-ci se déplace toujours d'un compartiment au potentiel hydrique haut vers un compartiment au potentiel hydrique plus bas.

Le potentiel hydrique dépend de la somme de plusieurs variables : la concentration en solutés des compartiments (phénomène d'osmose), le potentiel hydrostatique dû aux différences de pression de chaque côté de la paroi (pression atmosphérique et pression de turgescence dans le cas des plantes) ainsi que le potentiel matriciel et le potentiel gravitationnel (Taiz et al., 2015). En conditions normales, l'eau disponible dans le sol est absorbée par les racines puis est transportée dans le xylème pour finalement être acheminée vers le haut de la plante et être transpirée sous forme de vapeur d'eau au niveau des stomates sur la face inférieure des feuilles. Le gradient de potentiel montre donc des valeurs plus élevées au niveau du sol puis de plus en plus faible dans les racines, les feuilles et finalement l'air ambiant. Afin de conserver ce gradient essentiel à leur développement et leur survie, les plantes jouent sur le gradient osmotique, relatif aux différences de concentrations en solutés au sein des différents

compartiments (Deinlein et al., 2014). Dans un sol salin, la concentration en solutés est par définition plus élevée que la normale. Le potentiel osmotique d'un sol salin est donc plus faible. De là, découle la première conséquence majeure de la salinité d'un sol sur la croissance et le développement de la végétation : une altération importante de l'absorption d'eau entravant l'osmorégulation (Litalien and Zeeb, 2020).

Au niveau cellulaire, cela peut engendrer des repliements erronés de protéines car de nombreuses protéines ont besoin d'une enveloppe d'eau pour fonctionner et se plier correctement. Au niveau de la plante entière, le manque d'eau va engendrer une baisse de la pression de turgescence, une dégradation de l'intégrité structurelle et un flétrissement (Litalien and Zeeb, 2020).

La phase ionique

Afin de contrer ce stress osmotique, les plantes accumulent des osmolytes dans leurs tissus afin de réajuster le gradient osmotique et continuer à absorber de l'eau. Il peut s'agir de sels solubles mais également de composés organiques qui peuvent être synthétisés et utilisés pour ajuster le potentiel osmotique du cytoplasme (Sheldon et al., 2017). Les ions qu'on retrouve le plus souvent dans les environnements salins sont ceux de sodium et de chlorure. En raison de leur ressemblance avec les ions K^+ , les ions Na^+ vont être absorbés en grande quantité. Or, au niveau cellulaire, les cations potassium sont bien plus désirables que les cations sodium. Plusieurs enzymes sont sensibles aux concentrations élevées en ions sodium à cause de l'impact de ces derniers sur les protéines et leurs fonctionnalités (Litalien and Zeeb, 2020). A des teneurs normales, le chlorure – cofacteur de la chlorophylle, est un micronutriment important pour la photosynthèse. Il joue également un rôle dans le maintien de la pression de turgescence. En revanche, à des concentrations élevées dans les feuilles, le chlorure peut altérer la photosynthèse et mener à des phénomènes de chlorose, de brûlure et éventuellement à la nécrose et chute des feuilles (Litalien and Zeeb, 2020). De là, découle la deuxième conséquence majeure d'un sol salin sur la croissance et le développement de la végétation : la toxicité ionique.

Cette toxicité ionique peut nuire à l'ouverture stomatique en diminuant cette dernière ou en diminuant la taille et la densité des stomates (Hanin et al., 2016). Les stomates étant la structure responsable du contrôle des échanges gazeux, les taux de transpiration (évacuation de l'eau) et de photosynthèse (absorption de CO_2) seront réduits. Une réduction du taux de photosynthèse est également associée à une diminution du contenu en chlorophylle due à la salinité chez le coton (*Gossypium hirsutum* L.) (Zhang et al., 2014).

Ces deux stress majeurs déclenchent des mécanismes de signalisation favorisant la production d'espèces réactives de l'oxygène (ROS). Ces ROS perturbent le métabolisme cellulaire en causant notamment une peroxydation des lipides, la dénaturation de protéines et peuvent même cibler des acides nucléiques (Venâncio et al., 2020).

La toxicité ionique et le stress osmotique sont considérés comme des stress primaires pouvant causer un stress oxydatif qui va ensuite provoquer des stress secondaires (Liang et al., 2018). Il est également important de souligner que le développement des feuilles et de la tige est plus sensible aux sels que la partie racinaire (Hanin et al., 2016).

Les sols salins, sodiques ou salins-sodiques sont généralement alcalins avec une valeur de pH dépassant 8,5. Or, le pH optimal pour la plupart des plantes varie entre 5,5 et 7,0 (Litalien and Zeeb, 2020). Le professeur émérite Eric van Ranst de la Ghent University comparait le pH d'un sol à la température d'un patient lors d'un diagnostic médical car il donne directement une idée de l'état du sol et des nombreux processus attendus (Neina, 2019). Le pH du sol influence de nombreux processus biogéochimiques qui, à leur tour, influencent le pH comme la minéralisation de la matière organique, la nitrification et la dénitrification, la mobilité des oligo-éléments (*Figure 1*). Un sol alcalin aura notamment tendance à induire des carences en nutriments (Litalien and Zeeb, 2020). Le développement et la croissance des plantes concernées s'en verront diminués. Modifier les pratiques agricoles afin de réduire les risques de salinisation est possible alors que la culture des terres salinisées s'avère bien plus complexe et mène souvent à l'abandon et éventuellement à la désertification de ces dernières (Litalien and Zeeb, 2020).

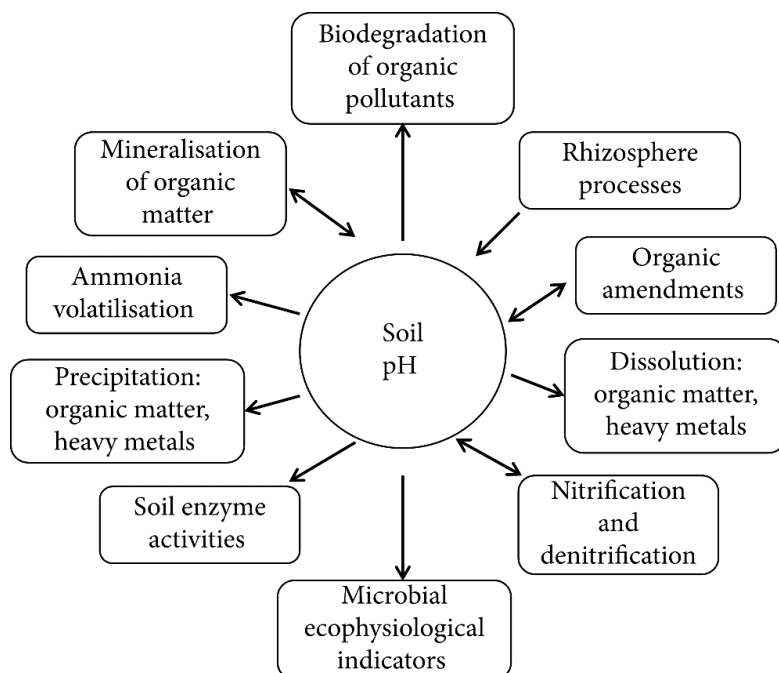


Figure 1 : Quelques processus biogéochimiques et leurs relations avec le pH du sol (Neina et al., 2019)

Outre son effet sur la végétation et sur l'agriculture mondiale, la salinisation a d'autres conséquences non négligeables sur les propriétés physico-chimiques du sol notamment. Dans les sols sodiques, la haute concentration en ions Na^+ déplace les cations Ca^{2+} et Mg^{2+} et dégrade la structure du sol. Les liens entre les particules du sol sont altérés, amplifiant le

phénomène d'érosion (Daliakopoulos et al., 2016). Le risque d'érosion est aggravé par la perte de végétation en surface, elle-même due à la salinisation et à la sodification. Le sol sera également impacté dans sa texture avec une possible formation de croûte en surface entravant la germination et l'enracinement. Des sous-sols sodiques denses avec une capacité de stockage d'eau et une aération réduite peuvent se former, réduisant la conductivité hydraulique (Daliakopoulos et al., 2016). La salinisation coïncide aussi souvent avec un engorgement en eau dans les terres irriguées (Singh, 2015). Le manque d'oxygène ajouté aux divers problèmes de structure, de texture et d'équilibre hydrique affectent négativement tout développement de vie dans de telles conditions.

La salinisation altère également les fonctions écologiques du sol. La haute conductivité électrique endommage les processus de respiration, de décomposition des résidus, de nitrification et dénitrification (Daliakopoulos et al., 2016). La biodiversité et les microorganismes du sol en subissent les impacts, perturbant à leur tour les différents cycles de nutriments et du carbone.

De par la dégradation structurelle du sol, la salinisation est liée à des dommages aux fondations de bâtiments ou à des infrastructures de transport (Shahid et al., 2018b). Des zones culturelles peuvent en subir les conséquences, impactant le tourisme et le mode de vie des habitants (Daliakopoulos et al., 2016). Ce phénomène peut également avoir des effets sur la potabilité de l'eau dans certaines régions.

Les estimations de coûts liés aux sols affectés par la salinisation sont rares et varient grandement. Qadir et al. (2014) estiment le coût annuel des dégradations induites par la salinité dans les terres irriguées à 27,3 milliards US\$ en perte de production agricole. Ceci en considérant que les pertes s'élèvent à 441\$ par hectare et que 62 millions d'hectares de terres irriguées sont affectés par la salinité.

1.3.5. Les halophytes

Il est important de préciser que la salinisation primaire a façonné des environnements naturellement salins. Ces zones constituent des réservoirs de plantes naturellement halophytes. Bien que les halophytes soient connues depuis des centaines d'années, leur définition reste ambiguë. Flowers and Colmer (2008) basent leur définition sur la capacité d'une plante « à compléter un cycle de vie dans une concentration saline d'au moins 20 mM de NaCl et dans des conditions similaires à celles qu'on trouve dans son environnement naturel ». Les plantes halophytes ont développé toutes sortes de mécanismes de résistance au stress salin. Des chercheurs ont cloné certains gènes responsables de ces mécanismes et sont parvenus à les transférer dans des plantes normalement sensibles, donnant des perspectives intéressantes dans le transfert de résistance au stress salin (Liang et al., 2018). C'est pourquoi il est primordial de conserver et protéger ces milieux naturellement salins où

prospèrent une flore et une faune naturellement résistantes aux concentrations salines élevées.

Les plantes halophytes ont évolué vers 2 principaux types de mécanismes de tolérance aux sels : limiter l'entrée des sels par les racines ou en contrôler la concentration et la distribution en leur sein (Hanin et al., 2016). Bien que les aspects de la physiologie de tolérance aux sels soient divers et variés, cette tolérance repose sur une combinaison complexe comprenant au moins ces différents traits : l'accumulation et la compartimentation des ions permettant un ajustement osmotique ; la synthèse de solutés compatibles ; la capacité d'accumuler des nutriments essentiels en présence de hautes concentrations en ions (Na) ; la capacité de limiter l'entrée de ces ions salins dans le flux de transpiration ; et la capacité à maintenir la régulation de la transpiration en présence de hautes concentrations en Na⁺ et Cl⁻ (Flowers et al., 2010). Toutes les plantes ont les fondations physiologiques nécessaires à une potentielle tolérance aux sels. C'est pourquoi le trait de tolérance au stress salin a pu apparaître plusieurs fois au cours de l'évolution et ce dans différents taxons (Flowers et al., 2010). Flowers et al. (2010) soulèvent un paradoxe important concernant les halophytes : si toutes les plantes contiennent les mécanismes physiologiques fondamentaux sur lesquels la tolérance au stress salin est basée et si les halophytes ont évolué dans de nombreuses lignées différentes via diverses adaptations, pourquoi est-ce si difficile de produire des cultures tolérantes au sel ? Une des réponses, toujours selon Flowers et al. (2010), se trouve dans le manque d'attention et de priorité portés au problème de la salinité.

Les approches classiques de reproduction et sélection ont pourtant permis l'introgession de certains gènes intéressants de tolérance aux sels dans certaines variétés de riz et de blé (Hanin et al., 2016). Cependant, le succès de telles opérations est souvent limité à cause de leurs coûts et du trait multigénique de la tolérance aux sels. Ceci expliquerait l'absence de cultures tolérantes dans le commerce (Hanin et al., 2016). Flowers et al (2010) partagent cette idée, selon laquelle le trait multigénique de la tolérance aux sels est un obstacle important au développement de cultures tolérantes. Avec les énormes progrès en matière de génétique moléculaire de ces dernières années (technologie CRISPR Cas9 par exemple), les approches biotechnologiques telles que les techniques moléculaires et le génie génétique pour l'amélioration des plantes semblent plus prometteuses (Hanin et al., 2016).

Plusieurs études ont également démontré l'intérêt des associations symbiotiques avec des bactéries fixatrices d'azote comme *Frankia spp.* et *Rhizobia spp.* ainsi qu'avec des champignons mycorhiziens arbusculaires pour une tolérance accrue des cultures en milieu salin (Hanin et al., 2016). Ces derniers peuvent atténuer le stress salin dans les plantes hôtes en améliorant leur capacité d'absorption de l'eau, l'absorption de nutriments ainsi que l'accumulation d'osmorégulateurs pour accroître le potentiel osmotique des cellules. L'association avec *Frankia spp.* ou *Rhizobia spp.* permet une meilleure tolérance aux sols salins grâce à une meilleure fixation de l'azote (Hanin et al., 2016).

1.4. Cultures orphelines

Pour répondre aux défis émergents déjà mentionnés tels que la demande croissante en nourriture et l'expansion du phénomène de salinisation, certains prônent l'amélioration et la diffusion des cultures orphelines, également appelées « cultures sous-utilisées » (Das, 2016; Kumar and Bhalothia, 2020; Mayes et al., 2012; Tadele, 2019). L'amarante, le millet, le quinoa ou encore le manioc sont quelques exemples de cultures orphelines (Kumar and Bhalothia, 2020).

Pour son alimentation de base, le monde ne dépend que de quelques espèces pour son apport en glucides, en matières grasses et en protéines. Pour les glucides par exemple, 3 espèces bien connues prévalent dans la consommation humaine : le riz, le blé et le maïs (Mayes et al., 2012). Les procédés de sélection et d'amélioration ont favorisé ces cultures principales depuis la révolution verte et ce aux dépens de nombreuses autres cultures adaptées à différents climats et terrains. Les risques d'apparition de nouvelles maladies et ravageurs sont plus élevés pour les monocultures de ce type. L'étroite base génétique de ces cultures les rend également plus sensibles à différents types de stress (Kumar and Bhalothia, 2020). C'est pourquoi il devient urgent de développer une agriculture durable, en passant notamment par l'amélioration des espèces orphelines.

Assurer la sécurité alimentaire du futur doit passer par un changement de paradigme pour sortir de l'état de verrouillage actuel du système agro-alimentaire. Une situation de verrouillage est en place lorsque les institutions et les décideurs gardent une approche conventionnelle même si cette approche ne mène plus aux résultats souhaités (Mabhaudhi et al., 2017). Cette définition s'applique parfaitement à la persévérance actuelle du développement de technologies dans la continuité de la révolution verte : une approche basée sur une augmentation perpétuelle de la productivité et du rendement des quelques cultures majeures susmentionnées. Bien que cette stratégie se soit avérée efficace pour assurer la sécurité alimentaire d'une certaine partie du monde (surtout au Nord), elle ne répond plus aux enjeux du 21^{ème} siècle et des différentes perturbations liées au réchauffement climatique. Il y a un réel besoin d'adaptation des cultures au climat changeant. Cette adaptation peut passer par la sélection et l'amélioration des cultures principales afin de trouver un équilibre entre rendement et résilience. Mais cela doit également passer par l'exploration, l'amélioration et la sélection de nombreuses autres cultures oubliées, remplacées ou trop peu utilisées.

Une culture sous-utilisée peut se définir comme une catégorie de culture étant autrefois cultivée de manière intensive et n'ayant pas su faire le poids face aux cultures conventionnelles principales pour diverses raisons agronomiques, génétiques, économiques et culturelles (Das, 2016). Elles ne sont donc pas utilisées adéquatement et ne sont pas compétitives avec les cultures principales. Les cultures négligées s'apparentent aux cultures

sous-utilisées avec pour différence qu'elles sont principalement cultivées dans leur région d'origine pour une communauté locale. Elles sont aussi mal documentées et négligées par la recherche et l'amélioration (Das, 2016).

Les cultures orphelines sont très diversifiées et incluent des fruits, des légumes, des céréales et des plantes racines. Comme susmentionné, la plupart des cultures orphelines étaient cultivées par des petits agriculteurs marginaux. L'intensification de l'agriculture, associée à la recherche de rendements, à la mécanisation et aux intrants a fini par avoir raison de ces cultures dans les agricultures plus développées. Ce type de culture joue pourtant un rôle vital à l'heure actuelle pour l'agriculture et la sécurité alimentaire dans les pays en voie de développement (Tadele, 2019).

Ces cultures sont souvent plus efficaces dans leur utilisation de l'eau et des nutriments. Elles sont généralement plus tolérantes aux stress abiotiques et plus résistantes aux maladies et aux ravageurs (Kumar and Bhalothia, 2020). Ces cultures sous-utilisées demandent donc moins d'apports en fertilisants et en produits phytosanitaires que les cultures principales. Elles peuvent aussi prospérer dans des conditions relativement rudes en comparaison des monocultures actuelles. Ces facteurs font de ce type de culture un candidat idéal pour le développement et l'expansion d'une agriculture plus durable dans des conditions de plus en plus extrêmes.

De nombreuses cultures orphelines sont considérées comme des superaliments, étant donné leur qualité nutritionnelle et leurs bienfaits sur la santé. Certaines d'entre elles représentent une alternative parfaite aux produits d'origine animale avec une faible teneur en glucides, une teneur élevée en fibres et en protéines (Kumar and Bhalothia, 2020). Ces cultures ont ainsi un grand potentiel dans la diversification du régime alimentaire humain.

Tous ces avantages poussent à se questionner sur la raison pour laquelle ces cultures ne sont pas plus répandues. La raison principale est un rendement moins élevé que les cultures principales. Malgré des rendements plus faibles, les cultures orphelines peuvent assurer des rendements plus stables dans des conditions défavorables à de nombreuses cultures principales (Kumar and Bhalothia, 2020). Cette différence de rendement est surtout due à l'avance considérable que les cultures principales ont acquise depuis la révolution verte par l'amélioration et la sélection de traits économiquement avantageux. C'est pourquoi de nombreux scientifiques appellent à promouvoir la recherche, l'utilisation et les processus d'amélioration et de sélection des cultures orphelines (Borelli et al., 2020; Tadele, 2019).

1.5. L'amarante

1.5.1. Description générale et historique

Les amarantes sont des dicotylées appartenant à l'ordre des *Caryophyllales*, à la famille des *Amaranthaceae*, à la sous-famille des *Amaranthoideae* et au genre *Amaranthus*. Le genre *Amaranthus* comprend environ 60 espèces dont 40 sont natives des Amériques et le reste d'Afrique, d'Asie et d'Europe (Wolosik and Markowska, 2019). La plupart de ces 60 espèces sont des adventices cosmopolites et/ou des espèces cultivées pour leurs feuilles comme légumes, pour leurs graines ou encore comme fourrage ou plante ornementale (Maurya and Arya, 2018). « *Amaranthus* » est un dérivé du grec *amárantos* pour « indéfectible, inaltérable » et d'*anthos* pour « fleur ». Certaines espèces sont cultivées depuis l'Antiquité au Mexique, au Pérou et au Guatemala et y sont toujours présentes (Dincă et al., 2018).

Trois espèces d'*Amaranthus* sont communément cultivées pour leurs graines : *A. hypochondriacus*, *A. caudatus*, et *A. cruentus*. L'amarante graine est considérée comme une pseudo-céréale. L'appellation « pseudo-céréale » désigne une plante dicotylédone dont on consomme les fruits ou les graines à la manière des céréales qui sont, elles, des plantes monocotylédones de la famille des graminées (Das, 2016; Mir et al., 2018).

L'origine des amarantes graines varie selon les sources. Certains pensent qu'elles sont toutes originaires du Nouveau Monde alors que d'autres s'accordent sur une culture préhistorique en Asie du Sud (Das, 2016). Selon Singh (2017), *A. cruentus* serait originaire du Sud du Guatemala, du Sud du Mexique et d'Amérique Centrale. *A. hypochondriacus* serait originaire du Nord du Mexique et *A. caudatus* proviendrait des Andes. Stetter et al. (2020) ont démontré une distribution semblable. L'amarante a ainsi été domestiquée à 3 reprises sur base d'un même ancêtre : *Amaranthus hybridus*, dont la distribution s'étend sur les 3 zones de provenance des 3 espèces d'amarante graine susmentionnées (Stetter et al., 2020). Un trait notable de domestication de l'amarante est la couleur de ses graines. Toutes les espèces sauvages d'amarante produisent des graines foncées alors que la plupart des amarantes graines cultivées produisent des graines de couleur pâle (Stetter et al., 2020).

Des recherches archéologiques ont prouvé que des graines d'amarante étaient déjà récoltées il y a 8000 ans en Amérique du Sud et il y a 6000 ans en Amérique du Nord (Stetter et al., 2020). Selon Singh (2017), on ne connaît aucun ancêtre sauvage ou féral d'amarantes graines originaire d'Asie. Les premières traces de culture d'amarante à graines pâles, plus précisément d'*Amaranthus cruentus*, remontent à 4000 ans ACN (Ante Christum natum) et proviennent du Mexique. Les premières traces de cultures d'amarante graine par les peuples de Mésoamérique remontent également à 4000 ACN (Singh, 2017).

Au-delà de son rôle important de source de nourriture, l'amarante était également un objet de culte pour les Aztèques sous l'appellation « huauhtli ». Un mois de festivités y était même consacré. Le début du 16^{ème} siècle signe l'arrivée des premiers colons espagnols dans l'actuel Mexique et la fin de l'Empire Aztèque. Dans la foulée, la culture d'amarante fut interdite par les conquistadors (Dincă et al., 2018).

L'amarante « feuilles » est la culture de légume-feuille la plus répandue dans les régions tropicales et plus particulièrement sous les climats humides tropicaux d'Afrique et d'Asie (Das, 2016). Les espèces cultivées pour leurs feuilles sont notamment *A. tricolor*, *A. dubius* et *A. cruentus*. Il n'existe pas de preuves de la culture et l'utilisation anciennes d'amarantes « feuilles » (Singh, 2017).

Aujourd'hui, l'amarante est largement cultivée et consommée à travers l'Inde, le Népal, la Chine, l'Indonésie, la Malaisie, toute l'Amérique Centrale, le Mexique, l'Afrique du Sud et l'Afrique de l'Est (Maurya and Arya, 2018).

1.5.2. *Amaranthus cruentus*

Amaranthus cruentus, en plus de sa culture comme pseudo-céréale, est également cultivée pour ses feuilles. C'est cette espèce spécifique à laquelle je m'intéresse dans cette étude et plus particulièrement aux deux cultivars « graines » 'Don Leon' et 'Montana 5'.

A. cruentus est une herbacée annuelle pouvant atteindre 2 mètres de haut. Il s'agit d'une plante monoïque se reproduisant grâce à ses graines. La tige est épaisse, droite et souvent ramifiée. Les feuilles sont ovales à rhombiques-ovales, simples et disposées en spirales. Les nombreuses petites fleurs unisexuées forment des épis en forme de doigts composés d'épis axillaires. L'épi terminal est souvent tombant. L'inflorescence, grande et complexe, consiste en de nombreuses cymes concentrées, disposées de façon axillaire et terminées par des grappes et des épis. L'inflorescence mesure plus de 50 centimètres et est de couleur variable en fonction du cultivar (Figure 2). Elle est souvent rougeâtre à maturité. Une inflorescence produit environ 50 000 graines de forme ronde ou lenticulaire et d'un diamètre de 1 à 1,5 mm (Wolosik and Markowska, 2019). Les graines peuvent être de couleur blanc jaunâtre à brun/noir en passant par le rose en fonction du cultivar.



Figure 2 : Morphologie de différentes inflorescences d'*Amaranthus cruentus* (Das, 2016)

L'amarante fixe du carbone via le mécanisme de photosynthèse en C₄. Dans des conditions chaudes et sèches, ce mécanisme permet une utilisation plus efficace du CO₂ ainsi que des économies d'eau importantes par rapport au mécanisme C₃. C'est cette caractéristique qui lui a permis de s'adapter autant aux climats de hauts plateaux comme dans les Andes qu'aux climats tropicaux et tempérés (Wolosik and Markowska, 2019). On retrouve cette espèce un peu partout dans le monde (Figure 3).

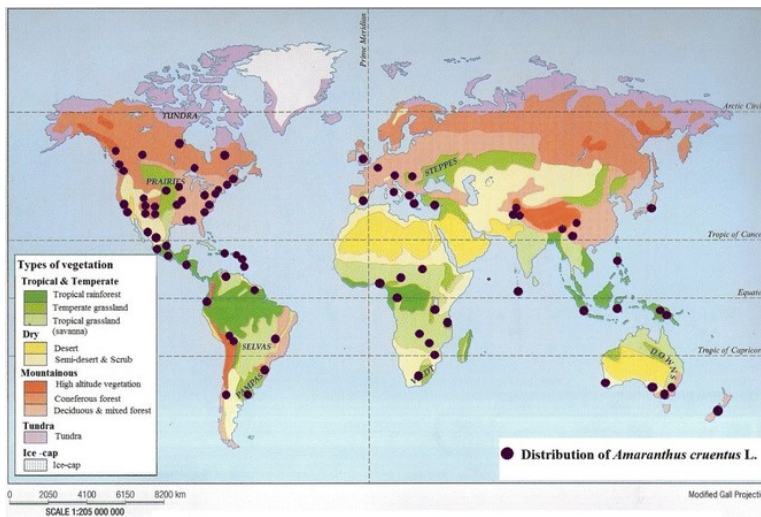


Figure 3 : Distribution mondiale d'*Amaranthus cruentus* L. (Das, 2016)

Au niveau de la composition nutritionnelle de ses graines, l'amarante se distingue des céréales classiques par son contenu élevé en protéines et sa composition idéale en acides aminés. Les graines d'amarante ont une composition en acides aminés plus équilibrée et de plus grande valeur biologique que le lait de vache (Wolosik and Markowska, 2019). L'aspect quantitatif et qualitatif du contenu en protéines des graines d'amarante serait très proche des niveaux recommandés par la FAO et l'OMS (Organisation mondiale de la santé) (Das, 2016). Les graines d'*Amaranthus* ne contiennent pas plus de 20 ppm de gluten par 100g de matière sèche. Cela signifie que les graines d'amarante sont comestibles pour les personnes atteintes de la maladie cœliaque (Wolosik and Markowska, 2019). Il a été démontré que la consommation de graines d'amarante présente des effets bénéfiques sur la santé. Cela comprend une diminution des taux de cholestérol dans le plasma, une stimulation du système immunitaire, une activité antitumorale, une réduction des niveaux de glucose dans le sang et une amélioration des problèmes d'hypertension et d'anémie (Caselato-Sousa and Amaya-Farfan, 2012).

1.5.3. Potentiel et amélioration de l'amarante graine

Dans le contexte des changements climatiques, il devient urgent d'étendre et de diversifier nos sources de glucides qui ne peuvent plus se limiter aux maïs, blé et riz. Les cultures orphelines comme l'amarante peuvent apporter cette diversité et une certaine résilience au réchauffement climatique grâce à son mécanisme photosynthétique en C₄. Au-delà d'une diversification de l'apport en glucides, l'amarante a également le potentiel d'améliorer qualitativement la sécurité alimentaire du fait de ses bienfaits avérés sur la santé. Malgré ce potentiel, l'amélioration génétique de l'amarante est considérablement à la traîne par rapport aux cultures principales (maïs, blé, riz). Ceci peut notamment s'expliquer par la moins bonne compatibilité des cultures orphelines avec les agroécosystèmes modernes et les moyens de récoltes mécanisés adaptés pour les cultures principales. Les objectifs d'amélioration et de sélection peuvent donc différer de ceux des cultures principales.

Pour l'amarante, les objectifs majeurs de sélection portent sur une réduction de la hauteur des plants et sur une floraison au-dessus du couvert foliaire afin de permettre une récolte mécanisée. Ces traits, ainsi que l'absence de ramification et une maturité en 100 à 120 jours ont été assez facilement isolés (Kauffman and Weber, 1990). Une réduction de l'éclatement des graines et une augmentation de la taille de ces dernières représente aussi un objectif de sélection important. Ceci permettrait d'accroître le rendement et de faciliter les processus de plantation et de récolte mécaniques rendus difficiles par la très petite taille des semences (Joshi et al., 2018). Une amélioration qualitative des graines est également recherchée. Les traits de graines qualitatives sont : une couleur blanche ou dorée, la qualité des graines soufflées et le goût (Kauffman in Joshi et al., 2018).

Contrairement aux cultures principales, l'amarante n'est pas fortement victime de ravageurs et de maladies. Il est évidemment primordial de conserver ces traits de résistance. Il faudra également veiller à ce que les constituants à haute valeur nutritionnelle des graines ne soient pas dilués si une augmentation de leur taille survenait. Ceci afin de conserver les avantages nutritionnels des grains d'amarante.

Des gènes ont déjà pu être associés à certains traits et leur héritabilité a été étudiée. Des traits d'importance économique ont été associés à des héritabilités modérées à élevées (Joshi et al., 2018). Des croisements et sélections ont déjà été réalisés. Certains nouveaux cultivars ont ainsi pu être répandus et cultivés à travers le monde. Ces processus d'amélioration continuent de se développer avec, par exemple, la production d'hybrides profitant du phénomène d'hétérosis et de la vigueur hybride. D'autres procédés d'amélioration comme la mutagenèse aléatoire, la cartographie génétique, l'édition génomique, qui sont largement utilisés pour d'autres espèces, peuvent servir à l'amélioration de l'amarante et offrent des perspectives intéressantes (Joshi et al., 2018).

2. Objectifs

Ce mémoire s'insère dans la thèse de doctorat d'Adrien Luyckx, visant à décrire les impacts de la salinité sur *Amaranthus cruentus*. Ce travail a été réalisé au sein du Groupe de Recherche en Physiologie Végétale (GRPV) du Earth and Life Institute « Agronomy » (ELIA) de l'UCLouvain à Louvain-la-Neuve.

L'objectif général est de comparer la réponse à la salinité chez deux variétés 'graines' d'amarante variant dans leur résistance afin d'identifier les mécanismes impliqués dans la résistance à la salinité chez cette espèce.

D'une part, le présent travail vise à montrer les effets d'un arrosage avec une solution de chlorure de sodium sur différents paramètres et caractéristiques d'*Amaranthus cruentus*. Plus précisément sur les variétés 'Don Leon' et 'Montana 5', cultivées pour la production de graines. Les divers paramètres sont la production de biomasse, les teneurs en éléments minéraux, le dosage de divers métabolites, les mécanismes physiologiques comme l'activité photosynthétique ou encore la conductance stomatique.

D'autre part, ce mémoire a pour but d'étudier la qualité nutritionnelle et la teneur en minéraux des graines de ces variétés ainsi que l'impact de la salinité sur ces propriétés et sur les rendement qualitatif et quantitatif en graines.

Au-delà de la comparaison entre les 2 traitements (arrosage avec solution saline ou non), la comparaison entre les 2 cultivars permettra de montrer si une différence existe au niveau de la résistance au stress salin chez l'un de ces derniers.

3. Matériel & méthodes

3.1. Mise en place et déroulement de la culture

Mon travail se concentre sur 2 cultivars 'Don Leon' et 'Montana 5', cultivés pour la production de graines. Adrien Luyckx s'est, lui, concentré sur 2 autres cultivars : 'Rouge' et 'Locale', cultivés pour la production de feuilles. Afin de rentabiliser l'espace et les différentes manipulations dans la serre, les 4 cultivars ont été semés et cultivés ensemble au sein d'un même design expérimental. La culture a été conduite sous serre à Louvain-la-Neuve durant 113 jours.

L'expérimentation a débuté le mardi 14 septembre 2021 avec le semis des 4 cultivars d'*A. cruentus* dans 4 bacs différents. Les graines ont été semées dans un mélange 1/3 sable et 2/3 terreau. Les bacs étaient arrosés avec de l'eau de pluie dès que le terreau en surface montrait des signes de dessèchement.

Deux semaines plus tard, 72 plantules de chaque espèce sont repiquées individuellement dans un petit pot rempli d'un mélange composé en parts égales en volume de perlite et de vermiculite. 288 pots au total ont été disposés sur de longs bacs à raison de 28 pots par bac. Le substrat perlite-vermiculite étant considéré inerte, un apport en solution nutritive était nécessaire. La solution Hoagland a été choisie (*Annexe 1*). Les bacs ont été arrosés à raison de 2 litres de solution nutritive par semaine environ.

8 jours après le repiquage, une fois que les plantules ont acquis une certaine vigueur, le stress salin a été appliqué. Du chlorure de sodium a été ajouté à la solution nutritive de manière à atteindre une concentration de 75 mM de NaCl. Les bacs contenant les plantes stressées ont été arrosés avec cette solution tandis que d'autres bacs contenant des plantes non stressées ont été arrosés avec une solution nutritive non-saline. Une concentration de 75 mM de NaCl correspond à un milieu modérément salin (Daliakopoulos et al., 2016; Polle and Chen, 2014).

Un second et dernier repiquage a eu lieu 29 jours après le semis. Les plants ont été repiqués dans des pots circulaires d'1,5 L à raison de 6 pots par bac pour un total de 48 bacs. Après ce dernier repiquage, les plantes n'ont plus été déplacées ou dérangées si ce n'est pour nettoyer les bacs lorsque des algues s'y accumulaient en trop grande quantité. En fin de cycle, afin d'éviter qu'elles ne tombent ou ne plient sous leur poids, les amarantes ont été attachées à des fils tendus au-dessus des tables de culture.

3.2. Design expérimental

Le design expérimental choisi est un split plot composé de 8 blocs. Un bloc est constitué de 6 bacs. Chaque bac contient 6 plantes de 2 cultivars différents et chaque bloc contient 9 individus de chaque cultivar (*Figure 4*). Au sein de chaque bac, les pots ont été disposés de façon aléatoire.

Un bloc contient donc 36 plantes individuelles auxquelles un même traitement a été appliqué. Cela signifie que les 6 bacs qui composent un bloc ont tous été arrosés avec la solution nutritive saline ou, au contraire, avec la solution nutritive non-saline. Lors de l'arrosage, ce regroupement des bacs en blocs a permis d'éviter le débordement de solution saline d'un bac stressé vers un bac adjacent contenant des plantes en condition témoin. Cette division en blocs a également permis de vérifier si une différence existait au niveau des conditions environnementales au sein de la serre.

Deux traitements différents ont été appliqués aux 4 cultivars. 288 plants divisés par 2 puis par 4 donne un nombre de réplication $n = 36$. Trois récoltes étant prévues à différents stades, ce nombre de réplication chute à 12. Il a ensuite été divisé par 2 car le matériel récolté a servi soit aux analyses biochimiques soit au dosage des éléments minéraux. Nous avons donc finalement obtenu un nombre de réplication $n = 6$ pour tous les dosages de métabolites et d'éléments minéraux ainsi que pour toutes les mesures physiologiques, sauf mention contraire dans la suite de ce rapport.

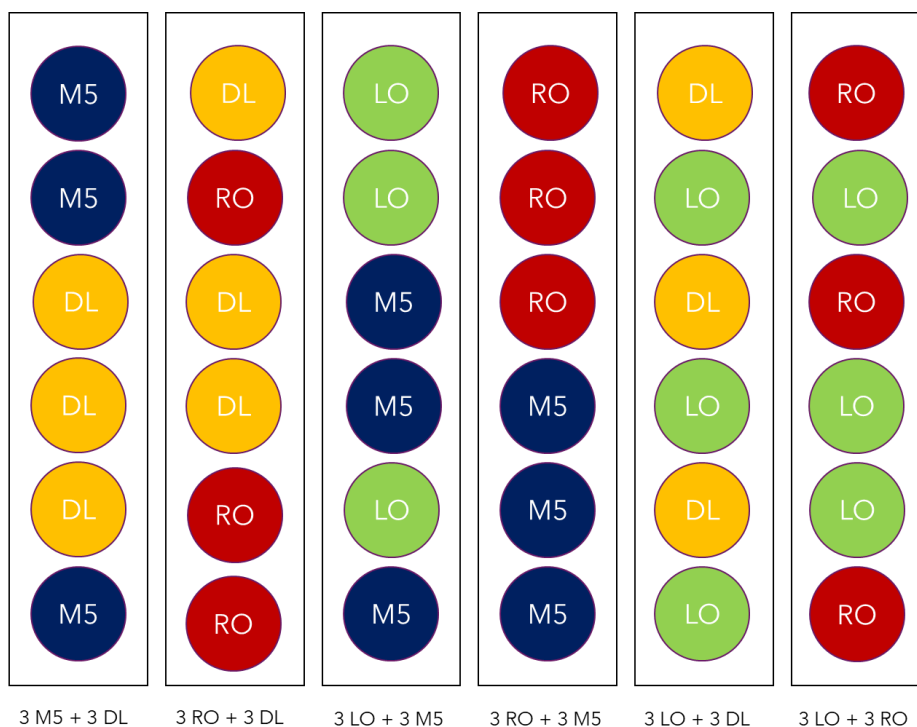


Figure 4 : Représentation schématique d'un bloc du split plot design. Un bloc est composé de 6 bacs. Un bac contient 6 plantes de 2 espèces différentes. RO : cultivar 'Rouge', LO : cultivar 'Locale', DL : cultivar 'Don Leon', M5 : cultivar 'Montana 5'.

3.3. Mesures morphologiques

Juste avant l'application du stress, la hauteur ainsi que le nombre de feuilles de chaque plante ont été mesurés. Ceci afin d'observer si des différences existaient avant la mise en place des 2 traitements. Par la suite, ces mesures ont été prises toutes les semaines à partir du jour 31 après semis puis toutes les 2 semaines à partir du jour 52 après semis. La hauteur correspond à la distance mesurée entre les cotylédons et la plus jeune feuille visible. Seules les feuilles de la tige principale ont été prises en compte. Les cotylédons et les feuilles qui tombaient n'ont pas été pris en compte dans le nombre de feuilles. Le nombre de réplicas par type de variété et traitement pour ces mesures s'élevait à 36 au premier jour de mesure puis a diminué progressivement suite aux récoltes et diverses mesures destructrices pour atteindre $n = 16$ au dernier jour.

3.4. Mesures physiologiques

Toutes les mesures physiologiques qui suivent ont été effectuées sur la plus jeune feuille bien développée de chaque plante analysée.

3.4.1. Fluorescence de la chlorophylle

Une mesure de la fluorescence de la chlorophylle a été effectuée une fois au jour 35 après semis par le fluorimètre FMS2 (Hansatech Instrument Ltd). Le fluorimètre permet de quantifier la perte d'énergie de la chlorophylle par fluorescence des photons dans le photosystème II (PSII). En mesurant la valeur maximale et minimale de fluorescence, on peut déduire les rendements quantiques maximal et effectif de la photosynthèse.

Des pinces munies d'une languette coulissante opaque sont placées sur le limbe d'une jeune feuille bien développée de différentes plantes durant 30 minutes. Au bout de ces 30 minutes, l'appareil est branché à la pince et la languette est ouverte. L'analyse est lancée et dure environ 2 minutes.

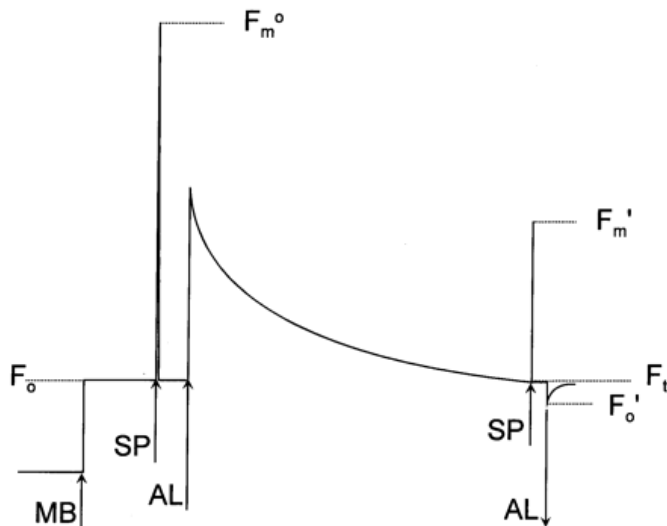


Figure 5 : Séquence d'une trace de fluorescence typique. SP correspond au flash de lumière saturante. F_0 est la valeur de fluorescence des PSII après 30 minutes d'obscurité. $F_{m^{\circ}}$ est le pic de fluorescence maximale mesuré. $F_{m'}$ correspond au maximum de fluorescence mesuré à la lumière. F_t correspond à la fluorescence de base en présence d'une lumière constante (Maxwell and Johnson, 2000)

Voici les différentes étapes de mesure du fluorimètre utilisé :

1. Après une adaptation de minimum 30 minutes à l'obscurité, la mesure de la fluorescence de base est effectuée (F_0)
2. Un flash de lumière saturante (SP) est alors envoyé ($18\ 000\ \mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$) et la fluorescence maximale est mesurée ($F_{m^{\circ}}$)
3. Une lumière constante est alors envoyée durant 2 minutes (« Actinic Light » : $660\ \mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$)
4. Un nouveau flash saturant ($18\ 000\ \mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$) permet de mesurer la fluorescence maximale du photosystème adapté à la lumière ($F_{m'}$) ainsi que la fluorescence de base en présence d'une lumière constante (F_t ou F_s)
5. Le F_0' correspond à la fluorescence minimale en condition adaptée à la lumière du jour mais ne sera pas mesuré dans notre cas.

Les valeurs de $F_{m^{\circ}}$, F_0 , $F_{m'}$ et F_t sont celles qui nous intéressent.

Le rendement quantique maximal de la photosynthèse est calculé selon l'équation suivante :

$$\frac{F_v}{F_{m^{\circ}}} = \frac{F_{m^{\circ}} - F_0}{F_{m^{\circ}}}$$

Le rendement quantique effectif de la photosynthèse est calculé selon l'équation suivante :

$$\varphi_{PSII} = \frac{F'_{m} - F_t}{F'_{m}}$$

3.4.2. Teneur en chlorophylle, en azote et température au niveau de la feuille

Le Plant Nutrition Analyzer PX-152 (Panomex Inc) permet la mesure, au niveau de la feuille, de la teneur en chlorophylle, de la teneur en azote et de la température. Il s'agit d'une mesure non-destructrice grâce à la spectroscopie en proche infrarouge. Une première mesure a été effectuée 35 jours après le semis et une seconde sur d'autres individus lors de la première récolte, 50 jours après le semis.

Le Plant Nutrition Analyzer (PNA) est un appareil assez compact muni d'une pince-capteur. Après calibration, il suffit de placer le limbe d'une feuille dans la pince et d'attendre quelques secondes, le temps que la mesure s'effectue. La teneur en chlorophylle est obtenue par mesure de l'absorbance de la feuille dans le rouge et le proche infrarouge. L'appareil donne une valeur SPAD proportionnelle à la concentration en chlorophylle. L'état nutritionnel d'une plante étant lié à sa teneur en chlorophylle (Sattarpom and Mahasak, 2017), la teneur en azote est donc déduite de la valeur SPAD mesurée.

3.4.3. Conductance stomatique

La conductance stomatique est mesurée grâce à un poromètre. Cet appareil donne une valeur de conductance en $\text{mmol/m}^2/\text{s}$. Ceci donne donc une indication sur l'ouverture des stomates et non sur la quantité d'eau transpirée.

Le poromètre utilisé est un poromètre AP4 (Delta-T Devices). Il consiste en un boîtier relié à une pince rectangulaire permettant la prise de mesure. Cette pince est reliée au boîtier et à un dessiccant. La mesure de la conductance se fait par la technique de diffusion dynamique, c'est-à-dire par la mesure du taux de variation de pression de vapeur de l'eau au niveau du limbe d'une feuille.

Avant toute prise de mesure, l'appareil doit être calibré. Une languette en papier est imbibée d'eau déminéralisée et placée sur une plaquette de calibration spécifique composée de trous de diamètre croissant et de différentes positions pour la pince. Le poromètre va d'abord évaluer l'humidité relative ambiante. Ensuite, la pince est placée sur la position 1 de la plaquette. Il faut attendre quelques secondes, le temps que la mesure se fasse. La pince est ensuite placée sur la position 2, et ainsi de suite jusqu'à la position 6 de la plaquette. Sur base de ces 6 données, l'appareil réalise une droite de calibration dont la valeur de pourcentage d'erreur doit être inférieure à 10%.

Une fois la calibration effectuée, la prise de mesure sur les plantes peut commencer. La pince est placée sur le limbe d'une feuille, de sorte que l'entièreté de la chambre rectangulaire soit recouverte par le limbe. La mesure est enregistrée dès que la valeur affichée est stable. Comme la prise de mesure prend du temps, il se peut que, durant la période de prise de mesure, l'ensoleillement change et/ou que la température dans les serres change. Une partie de la variation de la conductance peut donc être associée à cette variation des conditions

environnementales. Deux mesures de conductance stomatique ont été effectuées : la première au « Day Post Sowing » 56 (DPS ; « jours après semis ») et la seconde au DPS 73.

3.4.4. Potentiel osmotique

Lors de la première récolte, une feuille mature de chaque individu de la récolte pour analyse biochimique a été placée dans des tubes Eppendorf. Ces tubes Eppendorf avaient été préalablement percés de 3 trous dans la partie conique inférieure et d'un trou sur le couvercle du dessus. Ils ont ensuite été conservés au congélateur à -80°C.

Pour l'extraction, les tubes ont été soumis à un cycle de gel/dégel en étant placés quelques secondes dans l'azote liquide puis 5 minutes à température ambiante. Ceci a été répété 3 fois. Les tubes troués ont ensuite été placés dans d'autres tubes Eppendorf non troués. Le tout a été centrifugé à 7000 g pendant 15 minutes à une température de 4°C. Les extraits sont récupérés dans les Eppendorf non troués.

Le potentiel osmotique des extraits a été mesuré grâce à un osmomètre VAPRO® (Vapor Pressure Osmometer) de la marque ELITechGroup. Cet osmomètre est un appareil muni d'un petit plateau rotatif pouvant accueillir une petite pastille en papier. Une goutte de solution dont on veut mesurer le potentiel osmotique est déposée sur la pastille à l'aide d'une pipette spécifique. Le plateau pivote, permettant l'entrée de la pastille dans l'appareil pour lecture.

Avant toute prise de mesure, l'osmomètre doit être calibré. Ceci est réalisé à l'aide de 3 solutions de calibration différentes. Une fois l'appareil calibré, les extraits d'échantillons peuvent être analysés. Deux à trois répétitions ont été réalisées par échantillon. Une recalibration de l'osmomètre était effectuée toutes les 20 mesures.

L'osmomètre donne des valeurs de potentiel osmotique en millimole/kg. Cette unité a été convertie en MPa via la formule suivante : $PO (MPa) = - \frac{PO(mmole/kg)*2.577433}{1000}$.

Le signe négatif devant l'équation permet la conversion des valeurs de pression osmotique en valeurs de potentiel osmotique.

3.5. Mesures de la biomasse

3.5.1. Poids frais et poids sec

Le poids frais de différents organes a été mesuré lors de la première récolte. La totalité des feuilles ainsi que la tige défoliée ont d'abord été pesées. La partie racinaire, sous le collet, a été séparée du reste et nettoyée pour une future pesée du poids sec mais n'a pas été considérée dans les poids frais. Il est en effet complexe de bien nettoyer les racines lorsque ces dernières sont encore humides. Il y aurait alors eu une variabilité importante due à un nettoyage imparfait. L'eau résiduelle adsorbée sur les racines aurait également constitué une source importante d'erreur.

Les parties pesées ont ensuite été placées individuellement dans des enveloppes et disposées à l'étuve pendant 72h à 70 °C. Une fois séchés, les échantillons ont été pesés à nouveau pour évaluer le poids sec de chaque organe et de chaque plante. Les quelques restes de perlite et de vermiculite sur les parties racinaires étaient plus facilement nettoyables une fois ces dernières séchées.

3.5.2. Contenu en eau

Le contenu en eau des feuilles et des tiges a été obtenu en effectuant le calcul suivant :

$$WC = 1 - \frac{\text{poids sec}}{\text{poids frais}}$$

3.5.3. Poids de 1000 graines

Cent graines ont été comptées et isolées à raison de 6 réplicas par traitement pour chaque cultivar lorsque cela était possible. Chaque réplica a été échantillonné 3 fois afin d'avoir 3 répétitions par mesure. Chaque échantillon a ensuite été pesé. Ces poids ont finalement été multipliés par 10 pour obtenir les valeurs de poids pour 1000 graines. En réalité, le nombre de réplication est moins élevé car les individus en condition saline ont produit peu de graines. La mesure du poids de 1000 graines ayant été réalisée à la fin des analyses, la plupart des graines récoltées avaient déjà été utilisées et détruites à la suite d'autres analyses.

3.6. Analyses biochimiques

3.6.1. Polyphénols

Le dosage des polyphénols totaux a d'abord été réalisé sur des échantillons de feuilles fraîches conservées au congélateur à -80°C. Ces échantillons ont été broyés dans l'azote afin de garder la matière fraîche congelée en permanence. Six répliques biologiques par traitement et pour chaque cultivar ont été considérés. Les polyphénols ont été extraits selon la méthode de Zhang et al. (2010) avec quelques modifications.

1,8 ml d'éthanol 80% est d'abord ajouté à environ 100 mg de matière fraîche (préalablement broyée et pesée) dans un tube Eppendorf de 2 ml. S'en suit une centrifugation à 20 000 g pendant 20 minutes. Le dosage est effectué sur le surnageant récupéré. La teneur en polyphénols a été déterminée selon la méthode de Singleton et Rossi (1965) citée dans Ramful et al. (2010) via la méthode colorimétrique de Folin-Ciocalteu et un spectrophotomètre UV-1800 (Shimadzu Corporation).

Pour les échantillons, 2800 µL d'eau distillée et 200 µL de réactif de Folin-Ciocalteu sont ajoutés à 200 µL de surnageant. Après 3 minutes, 0,8 ml de Na₂CO₃ 20% est introduit dans le tube en verre. Les tubes sont ensuite agités puis incubés pendant 40 minutes dans un bain-marie à 40 °C. Avant l'analyse des échantillons, une droite d'étalonnage est élaborée. Les concentrations des standards s'étendent de 0 à 500 µg/ml avec un pas de 50. Ces standards sont préparés avec une quantité croissante d'acide gallique 0,5mg/ml diluée dans un solvant de méthanol 80%. Les standards remplacent le surnageant dans le mélange susmentionné pour réaliser la droite de calibration.

Après 40 minutes d'incubation, une coloration bleue apparaît. Le contenu des tubes est alors transvasé dans des cuvettes adaptées au spectrophotomètre. La densité optique est finalement lue à une longueur d'onde de 760 nm. La teneur en polyphénols est exprimée en microgramme équivalent d'acide gallique par milligramme de matière végétale fraîche (µg EAG/mg). Lors de l'analyse, le coefficient de corrélation de la courbe d'étalonnage obtenue était de $R^2=0,9935$

Un protocole identique a été suivi pour le dosage des polyphénols dans les graines. Les graines ont également été broyées. Le nombre de répliques biologiques par cultivar et par traitement variait entre 3 et 10. Le dosage des polyphénols dans les graines a été réalisé en 2 fois et s'est donc basé sur 2 courbes d'étalonnage différentes. La première avait un coefficient de corrélation $R^2=0,9971$. La seconde avait un $R^2= 0,9986$.

3.6.2. Flavonoïdes

Les flavonoïdes constituent une subdivision des polyphénols. L'extraction est identique à celle effectuée pour le dosage des polyphénols totaux. Les extraits utilisés pour le dosage des polyphénols ont également servi pour le dosage des flavonoïdes.

Les propriétés chélatantes des ions permettent le dosage différentiel des flavonoïdes. La courbe d'étalonnage est établie pour des concentrations standards allant de 0 à 50 µg/ml avec un pas de 5. Les standards sont préparés avec une quantité croissante de quercétine 50 µg/ml diluée dans un solvant de méthanol 80% afin d'atteindre 1 ml. A ce millilitre de standard est ajoutée la même quantité de solution d'AlCl₃ 2%. Le mélange est vigoureusement agité puis incubé pendant 10 minutes à l'obscurité. Les solutions sont transvasées dans les cuvettes et leur absorbance est lue à une longueur d'onde de 440 nm au spectrophotomètre. Pour les échantillons, 0.7 ml de chaque extrait est mélangé à la même quantité de solution d'AlCl₃ 2%. Ceux-ci suivent ensuite le même protocole que celui des standards susmentionnés : mélange, incubation à l'obscurité et lecture à 440 nm. La teneur en flavonoïdes est exprimée en microgrammes équivalent quercétine par milligramme (µg EQ/mg). Lors de l'analyse, le R² de la courbe d'étalonnage était de 0,9994.

Comme pour les polyphénols, le même protocole a été suivi pour le dosage de flavonoïdes dans les graines. Le nombre de répliques par traitement et par variété variait entre 0 et 6. L'objectif était d'avoir 6 répliques pour chaque condition mais, comme expliqué plus haut, certaines variétés sous l'un ou l'autre traitement n'ont produit que peu de graines. C'est le cas des individus de Montana 5 sous traitement salin. Aucun échantillon de ce type n'a pu être analysé pour la teneur en flavonoïde. Le R² pour la courbe d'étalonnage du dosage des flavonoïdes dans les graines était égal à 0,9997.

3.6.3. Protéines

Le dosage des protéines totales a été effectué pour les graines uniquement et sur 6 répliques par variété et traitement (4 répliques pour Montana 5, 75mM). Les graines ont d'abord été broyées puis pesées pour atteindre environ 50 mg par échantillon. Ce broyat est transvasé dans un tube Eppendorf de 2 ml auquel 500 µL de tampon phosphate pH 7.4 sont ajoutés. Les tubes sont agités au vortex puis centrifugés à 12 000 g pendant 15 minutes à 4°C.

Ce dosage s'appuie sur la méthode de Bradford. Une courbe d'étalonnage a d'abord été élaborée pour une gamme de concentrations allant de 0 à 1 g/L d'albumine de sérum bovin (BSA) dans du tampon phosphate (pH 7,4). 3 ml de solution de Bradford sont ajoutés à 100 µL de solution standard. La lecture de l'absorbance est réalisée à la longueur d'onde de 595 nm au spectrophotomètre UV-1800 (Shimadzu Corporation). Lors de cette analyse, les échantillons ont dû être dilués car les concentrations sortaient de la gamme établie. Au lieu de prélever 100 µL de surnageant, 10 µl ont été prélevés et dilués dans 90 µL de tampon

phosphate avant ajout de la solution de Bradford et lecture. Le R^2 de la courbe d'étalonnage était de 0,9903.

3.6.4. Sucres solubles totaux

Ce dosage a été réalisé pour les graines sur 6 répliques par variété et traitement (4 répliques seulement pour Montana 5 - 75mM). Après avoir été broyées, les graines ont été pesées de telle sorte à avoir environ 250 mg de matière par échantillon. Ce broyat est introduit dans un tube Falcon ainsi que 4 ml d'éthanol 70%. Les tubes sont placés dans de la glace pendant 5 minutes. Ils sont ensuite centrifugés à 7000 g pendant 10 minutes à 4°C. Le surnageant est prélevé et filtré dans un nouveau tube Falcon. 2 ml d'éthanol 70% sont ajoutés au culot, toujours sur glace. Le mélange est à nouveau agité puis laissé sur glace durant 5 minutes.

Une deuxième centrifugation aux paramètres identiques à la première est effectuée. Le surnageant est à nouveau prélevé, filtré et combiné au précédent. Le culot est récupéré, mélangé à 2 ml d'éthanol 70%, agité et laissé sur glace durant 5 minutes.

Une dernière centrifugation est effectuée. Le surnageant est filtré et ajouté au surnageant précédent. Ce volume de surnageant total est finalement porté à 7 ml avec de l'éthanol 70%. Le surnageant est utilisé pour le dosage des sucres totaux. Le culot est conservé pour une future hydrolyse et dosage de l'amidon.

Une gamme d'étalonnage de 0 à 500 mg/L de glucose a été préparée à base d'une quantité croissante de D-glucose dilué dans de l'éthanol 70%. A chaque solution standard de 200 μ L, est ajouté 1 ml d'antrone. Le mélange est ensuite incubé pendant 10 minutes au bain-marie à 100°C. Les tubes sont placés sur glace pour stopper la réaction puis agités et lus au spectrophotomètre à une longueur d'onde de 625 nm. Les échantillons suivent le même protocole que les solutions standards. Le R^2 de la courbe d'étalonnage était de 0,9969 pour cette analyse.

3.6.5. Hydrolyse et dosage de l'amidon

Ce dosage a été réalisé pour les graines sur 6 répliques par variété et traitement (2 répliques seulement pour Montana 5 - 75mM).

8 ml d'HCL 1M sont ajoutés aux tubes contenant les culots de centrifugation obtenus pour l'extraction des sucres solubles totaux. Ces tubes sont incubés au bain-marie à 95°C durant 2 heures. Toutes les 15 minutes, les tubes sont agités au vortex.

Après 2h, les tubes sont placés dans la glace. Le contenu est filtré et transvasé dans d'autres tubes. Les tubes initiaux sont rincés avec 8 ml d'HCL 1M qui sont filtrés et ajoutés au filtrat précédent. Le pH de ces hydrolysats est neutralisé avec du NaOH (10M puis 1M). Les solutions sont finalement portées à 25 ml avec de l'eau déminéralisée.

Une gamme d'étalonnage identique à celle pour le dosage des sucres est préparée. Le protocole et les réactifs utilisés pour le dosage de l'amidon est identique à ceux du dosage des sucres : ajout d'anthrone, agitation, incubation à 100°C, refroidissement et lecture à 625 nm. Cependant, lors de la prise de cette mesure, les échantillons étaient tellement concentrés en amidon qu'ils ont dû être dilués avant lecture au spectrophotomètre. Ainsi, au lieu de prélever 200 µL d'échantillon et d'y ajouter 1 ml d'anthrone, 10 µL d'échantillon ont été prélevés puis dilués dans 190 µL d'éthanol 70% avant ajout de l'anthrone. Le R² de la courbe d'étalonnage valait 0,9982.

3.7. Dosage des éléments minéraux

Afin d'en mesurer la teneur en éléments minéraux, la matière sèche des divers organes (tige, feuilles, racines) ou des graines doit être minéralisée. Autrement dit, la matière organique des échantillons doit être dissoute. Pour ce faire, 50 à 100 mg de matière sèche préalablement broyée ont été pesés et placés dans des fioles jaugées de 10 ml. Après ajout de 4 ml d'acide nitrique concentré, les fioles sont placées sous hotte sur bain de sable non chauffé durant une nuit. Ceci permet une dissolution presque complète de la matière organique. Les fioles sont ensuite chauffées sur le bain de sable jusqu'à l'évaporation complète de l'acide nitrique.

Les résidus sont dissous dans de l'eau régale (3/4 d'acide chlorhydrique 37% v/v et 1/4 d'acide nitrique 68% v/v). 2 ml du mélange sont introduits dans chaque fiole jaugée. Ces dernières sont ensuite chauffées quelques minutes sur bain de sable pour une dissolution efficace des résidus. Les jaugés sont finalement retirés du bain de sable et de l'eau déminéralisée est ajoutée jusqu'au trait. Le tout est filtré et transvasé dans des tubes Falcon de 15 ml. Les dosages sont effectués par spectroscopie à absorption atomique avec le spectromètre AA SOLAAR S4 (Thermo Fisher Scientific).

Les concentrations sont données en mg/L et ont été converties en mg/mg de MS (matière sèche) ou en µg/mg de MS. Avant dosage, les échantillons ont dû être dilués en fonction des éléments à doser et de l'exposition ou non à un stress salin (*Tableau 2*).

Les éléments suivants ont été dosés dans les feuilles et les graines : Na, K, Fe, Zn, Mg, Ca. Les éléments suivants ont été dosés dans les tiges et les racines : Na, K.

Dans la plupart des cas pour les tiges, feuilles et racines, 6 répliques par traitement et par variété ont été réalisables. Pour les graines, le nombre de répliques est plus variable et a chuté à 1 dans le cas de la teneur en sodium pour les graines de 'Montana 5' à 0 mM.

La matière sèche considérée pour les feuilles était constituée des 4 feuilles les plus jeunes et bien développées de chaque individu analysé.

Tableau 2 : Dilutions effectuées pour le dosage des éléments minéraux dans *A. cruentus* exposée à 0 ou 75 mM de NaCl

	Feuilles		Tige		Racines		Graines	
	0mM	75mM	0mM	75mM	0mM	75mM	0mM	75mM
Na	10x	100x	10x	500x	500x	500x	10x	10x
K	500x	500x	500x	500x	500x	100x	100x	100x
Fe	1x	1x					1x	1x
Zn	1x	1x					1x	1x
Mg	100x	500x					100x	100x
Ca	10x	10x					10x	10x

3.8. Analyse statistique des données et des résultats

Le traitement statistique des données a été effectué avec le logiciel RStudio. Les statistiques descriptives ont d'abord été analysées. Il s'agit de la moyenne, l'erreur standard, la médiane, les quartiles, et le nombre de réplicas par traitement et variété. Un modèle d'ANOVA 2 croisée a ensuite été utilisé : $lm(Y \sim var * trt)$

où, « Y » est la variable à expliquer telle que la taille des plants ou le poids sec, « var » est l'effet de la variété et « trt » est l'effet du traitement sur la variable à expliquer.

Un second modèle linéaire avec le facteur aléatoire « bloc » a également été utilisé : $aov(Y \sim trt * var + Error(bloc/trt))$

Un Q-Q plot ainsi qu'un histogramme de distribution des résidus ont alors été réalisés afin d'évaluer la normalité de la distribution des résidus. Un test de Levene a également été réalisé afin d'évaluer l'homoscédasticité des variances. Ces vérifications sont essentielles car elles sont les hypothèses sous-jacentes au modèle d'ANOVA 2.

Un test de comparaisons multiples a finalement été réalisé afin d'évaluer si les valeurs moyennes des différents croisements traitement/variété sont significativement différentes. Dans ce rapport, le résultat de ce test est présenté sous forme de code lettré et affiché sur les graphiques. Les moyennes partageant une même lettre ne sont pas significativement différentes.

Pour tous les tests effectués, la valeur du taux d'erreur de première espèce α vaut 0,05.

Tous les résultats affichés en format graphique ou tableau sont associés à un écart-type.

4. Résultats

4.1. Phase végétative

4.1.1. Taille

L'ANOVA 2 montre que l'effet de la variété a un impact significatif dès le DPS 66 sur la taille et que cet impact est de plus en plus significatif avec le temps (*Annexe 2*). On observe, de fait, une taille moyenne plus élevée pour la variété DL (*Figure 6*). En condition témoin, la différence entre les 2 variétés est de 30,42 cm au DPS 94. En conditions de stress salin, cette valeur s'élève à 26,58 cm.

Le stress salin a un impact significatif sur la taille des plantes aux DPS consécutifs 45, 50 et 52. On constate un effet significatif du traitement pour la dernière mesure au DPS 94 (*Annexe 2*). Les individus soumis au stress salin (75 mM) ont donc une taille inférieure à ceux en condition témoin (0 mM) à ces dates. Au dernier jour de mesure, la différence moyenne en taille entre traitements est de 33,35 cm pour DL et de 29,52 cm pour M5 (*Figure 6*).

4.1.2. Nombre de feuilles

La variété a un effet significatif sur le paramètre dès la première mesure au DPS 22 puis aux DPS 31 et 38 (*Annexe 2*) avec un nombre de feuilles légèrement plus élevé pour la variété DL. Un effet significatif de la variété est encore observé au DPS 80.

Aux DPS 31, 38 et 45, on observe un effet significatif du traitement avec un nombre de feuilles plus élevé en condition témoin (*Annexe 2*). Ces différences ne sont pas significatives pour la variété DL selon le test de Tukey. La variété M5 est davantage impactée par l'effet du traitement aux DPS concernés.

On note un effet significatif de l'interaction entre les facteurs aux DPS 31 et 38 ainsi qu'aux DPS 80 et DPS 94 (*Annexe 2*). Le traitement 75 mM est lié à une augmentation du nombre de feuilles pour la variété DL par rapport au traitement 0 mM. L'effet inverse est constaté pour la variété M5 avec une diminution du nombre de feuilles (*Figure 7*).

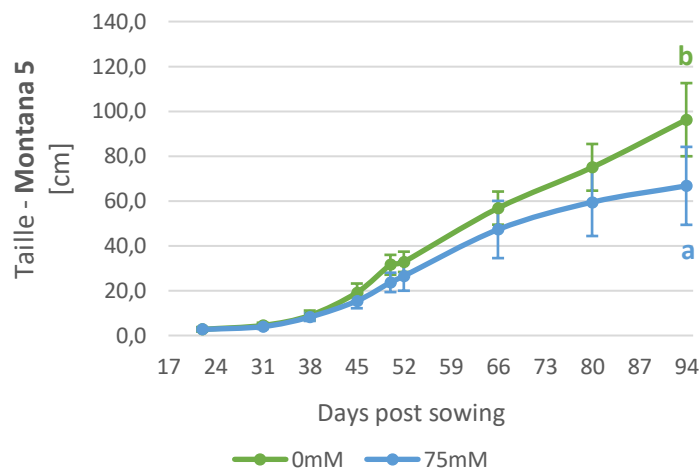
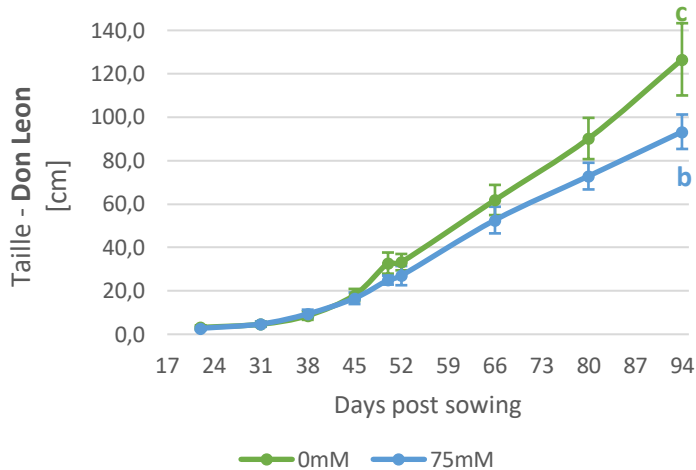


Figure 6 : Effet du traitement salin (0 mM ou 75 mM NaCl) sur la taille d'Amaranthus cruentus var. Don Leon et Montana 5 au cours du temps. Les valeurs associées à une même lettre ne sont pas significativement différentes à un seuil de 5% (test de Tukey, variétés et traitements confondus).

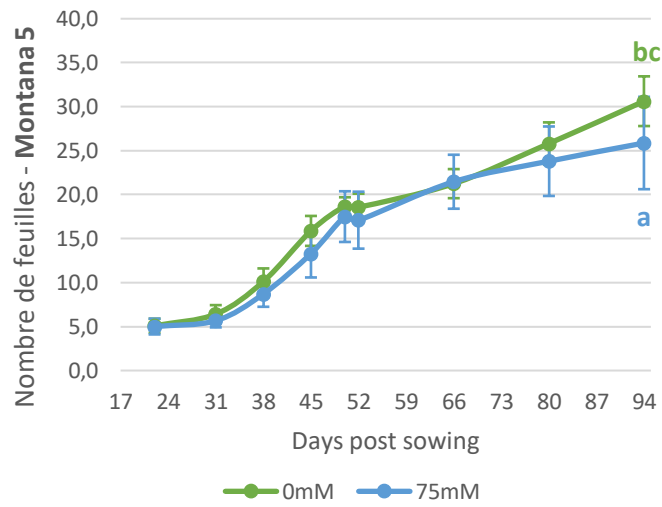
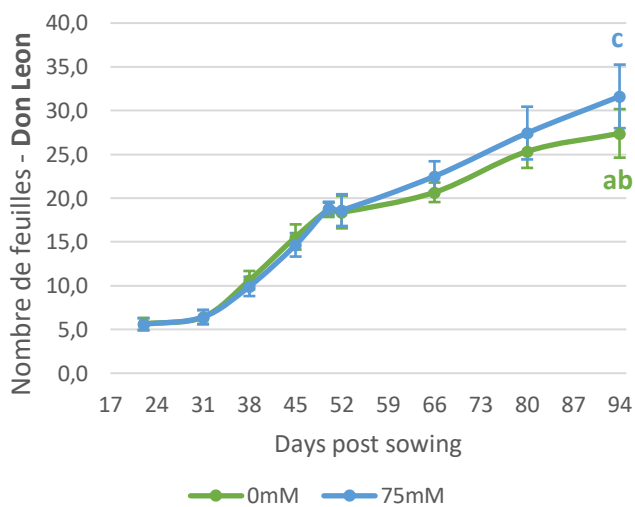


Figure 7 : Effet du traitement salin (0 mM ou 75 mM NaCl) sur le nombre de feuilles d'Amaranthus cruentus var. Don Leon et Montana 5 au cours du temps. Les valeurs associées à une même lettre ne sont pas significativement différentes à un seuil de 5% (test de Tukey, variétés et traitements confondus).

4.1.3. Poids secs

Feuilles

L'interaction entre le traitement et la variété est significative (*Annexe 3*). En effet, le stress salin n'impacte pas le poids sec foliaire de DL alors qu'il diminue significativement celui de la variété M5 d'un facteur 2,2 (*Figure 8*). Ce paramètre a été significativement impacté l'effet du bloc ($p = 0,022$).

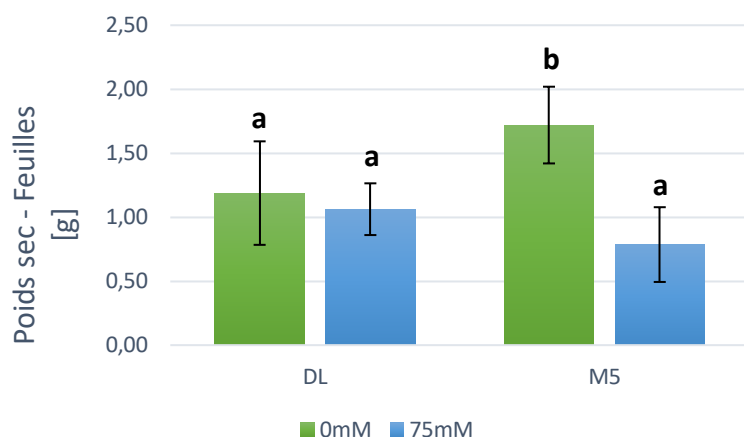


Figure 8 : Effet du traitement salin (0 mM ou 75 mM NaCl) sur le poids sec des feuilles d'*Amaranthus cruentus* var. Don Leon et Montana 5 au DPS 50. Les valeurs associées à une même lettre ne sont pas significativement différentes à un seuil de 5% (test de Tukey, variétés et traitements confondus).

Tiges

On observe une tendance similaire à celle du poids sec foliaire avec un effet significatif de l'interaction sur le poids sec des tiges (*Annexe 3*). Le traitement salin n'a pas d'effet sur le poids sec caulinaire de DL alors qu'il diminue significativement celui de la variété M5 d'un facteur 2,29 (*Figure 9*).

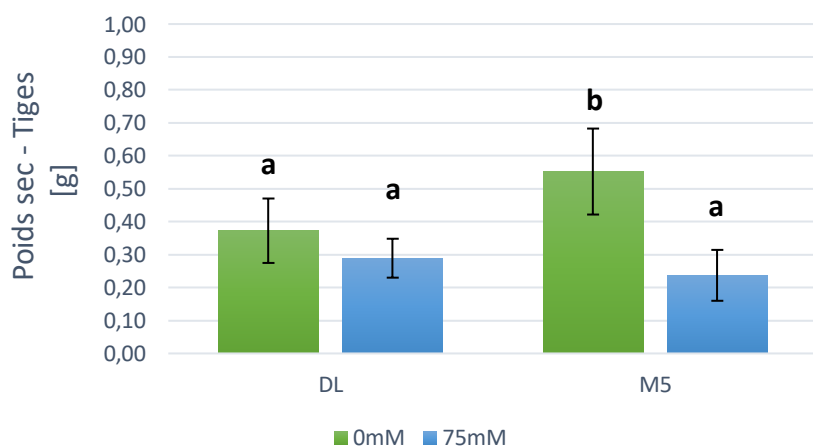


Figure 9 : Effet du traitement salin (0 mM ou 75 mM NaCl) sur le poids sec des tiges d'*Amaranthus cruentus* var. Don Leon et Montana 5 au DPS 50. Les valeurs associées à une même lettre ne sont pas significativement différentes à un seuil de 5% (test de Tukey, variétés et traitements confondus).

Racines

On observe un effet de l'interaction avec une baisse importante du poids sec en condition saline pour M5 (facteur 3,63) et aucune différence significative pour DL (*Annexe 3 et Figure 10*). Ce paramètre a été significativement impacté l'effet du bloc ($p = 0,014$).

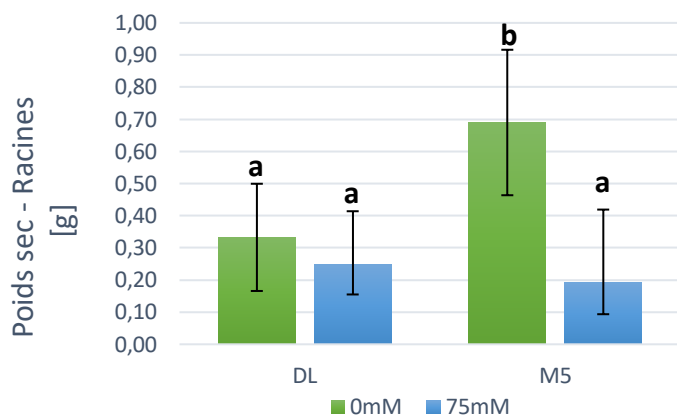


Figure 10 : Effet du traitement salin (0 mM ou 75 mM NaCl) sur le poids sec des racines d'*Amaranthus cruentus* var. Don Leon et Montana 5 au DPS 50. Les valeurs associées à une même lettre ne sont pas significativement différentes à un seuil de 5% (test de Tukey, variétés et traitements confondus).

4.1.4. Contenu en eau

Le contenu en eau des feuilles et des tiges ne varie pas significativement (*Tableau 3*) et aucun facteur n'a d'impact significatif (*Annexe 3*).

Tableau 3 : Effet du traitement salin (0 mM ou 75 mM NaCl) sur le contenu en eau des feuilles et des tiges d'*Amaranthus cruentus* var. Don Leon et Montana 5 au DPS 50.

Variété	Traitement	Contenu en eau [%]	
		Feuilles*	Tiges*
DL	0 mM	90,9 ± 1,35 a	96.01 ± 1,45 a
	75 mM	90,02 ± 0,56 a	95.35 ± 0,79 a
M5	0 mM	89,56 ± 1,18 a	95.23 ± 1,07 a
	75 mM	90,64 ± 0,6 a	95.31 ± 1,07 a

*Les valeurs associées à une même lettre ne sont pas significativement différentes à un seuil de 5% (test de Tukey, variétés et traitements confondus).

4.1.5. Mesures physiologiques

Fluorescence chlorophyllienne

Le rendement quantique maximal de la photosynthèse F_v/F_m n'est affecté ni par le traitement salin, ni par la variété, ni par leur interaction (*Annexe 3*). Ce rendement maximal a été significativement impacté par l'effet du bloc ($p = 0,004$).

Le modèle linéaire n'a pas montré d'impact significatif des facteurs sur le rendement quantique effectif de la photosynthèse $Y(II)$ (*Annexe 3*). On ne note pas de différences significatives entre traitements et/ou variétés selon le test de Tukey (*Tableau 4*).

Tableau 4 : Effet du traitement salin (0 mM ou 75 mM NaCl) sur le rendement quantique maximal F_v/F_m et effectif $Y(II)$ de la photosynthèse d'*Amaranthus cruentus* var. Don Leon et Montana 5 au DPS 35.

Variété	Traitement	F_v/F_m *	$Y(II)$ *
DL	0 mM	0,849 ± 0,022 a	0,79 ± 0,030 a
	75 mM	0,863 ± 0,012 a	0,818 ± 0,018 a
M5	0 mM	0,85 ± 0,023 a	0,795 ± 0,031 a
	75 mM	0,873 ± 0,014 a	0,788 ± 0,044 a

*Les valeurs associées à une même lettre ne sont pas significativement différentes à un seuil de 5% (test de Tukey, variétés et traitements confondus).

Conductance stomatique

Bien qu'aucun facteur n'ait d'impact sur la conductance stomatique au DPS 56, on voit une diminution significative de la valeur moyenne pour M5 lorsque les individus sont soumis au traitement 75 mM NaCl (*Figure 11*). Ceci n'est pas vrai pour la variété DL.

On constate cependant qu'avec le temps, l'effet du traitement devient significatif (*Annexe 3*). Pour chaque variété, au DPS 73, le traitement salin provoque une baisse significative de la conductance stomatique avec une réduction d'un facteur 3 pour DL et d'un facteur 3,15 pour M5.

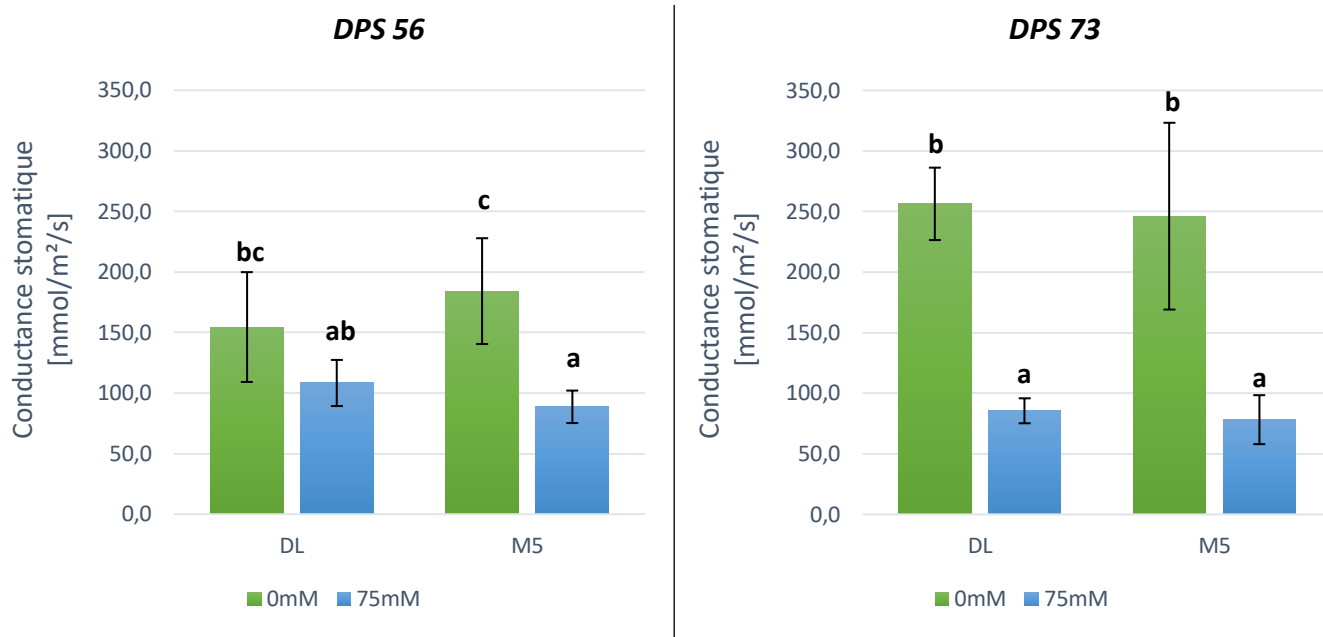


Figure 11 : Effet du traitement salin (0 mM ou 75 mM NaCl) sur la conductance stomatique d'*Amaranthus cruentus* var. Don Leon et Montana 5 au DPS 56 et au DPS 73. Les valeurs associées à une même lettre pour une même date ne sont pas significativement différentes à un seuil de 5% (test de Tukey, variétés et traitements confondus).

Potentiel osmotique

Le traitement et la variété n'ont pas d'effet sur le potentiel osmotique (Annexe 3). Les divergences entre traitements et/ou variétés ne sont pas significatives (Figure 12).

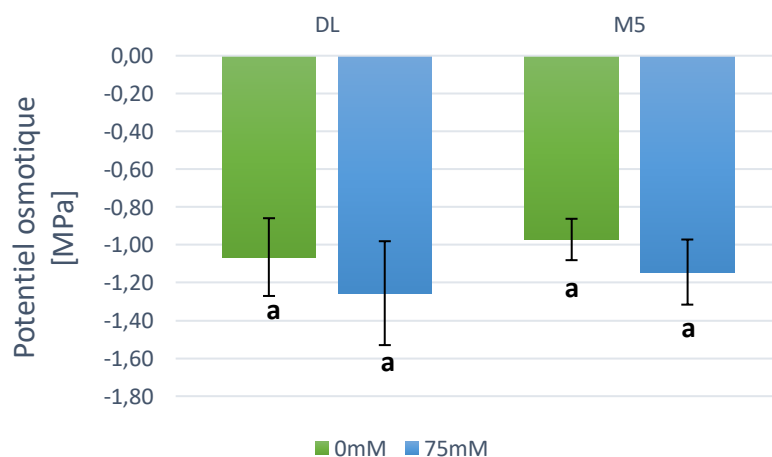


Figure 12 : Effet du traitement salin (0 mM ou 75 mM NaCl) sur le potentiel osmotique des feuilles d'*Amaranthus cruentus* var. Don Leon et Montana 5 au DPS 51. Les valeurs associées à une même lettre ne sont pas significativement différentes à un seuil de 5% (test de Tukey, variétés et traitements confondus).

Température de la feuille

On ne note pas d'effet significatif du traitement et/ou de la variété. (Annexe 3). Les différences entre traitements ne sont pas significatives (Figure 13). La température des feuilles a été très significativement impactée par l'effet du bloc ($p < 0,001$).

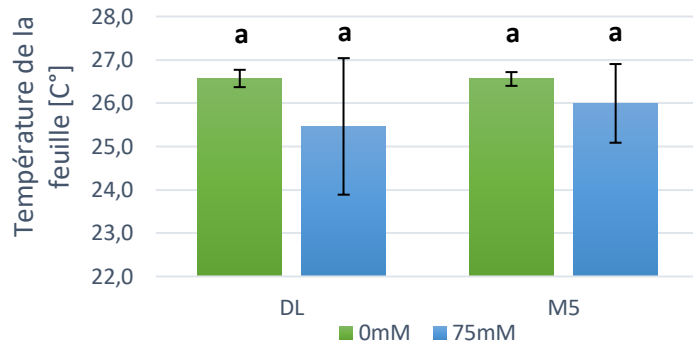


Figure 13 : Effet du traitement salin (0 mM ou 75 mM NaCl) sur la température des feuilles d'*Amaranthus cruentus* var. Don Leon et Montana 5 au DPS 35. Les valeurs associées à une même lettre ne sont pas significativement différentes à un seuil de 5% (test de Tukey, variétés et traitements confondus).

4.1.6. Dosage des éléments minéraux – Tiges

Teneur en sodium

Selon l'ANOVA 2, il y a un effet significatif du traitement sur la teneur en sodium dans les tiges (*Annexe 3*). Celle-ci est presque 5 fois plus élevée en condition saline qu'en condition témoin pour la variété DL (*Figure 14*). Selon le test de Tukey, la différence entre conditions n'est pas significative pour la variété M5 suite à la forte variabilité des concentrations en sodium en stress salin.

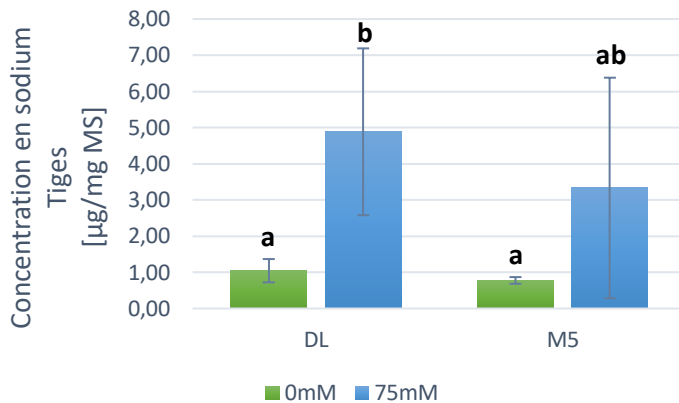


Figure 14 : Effet du traitement salin (0 mM ou 75 mM NaCl) sur la teneur en sodium des tiges d'*Amaranthus cruentus* var. Don Leon et Montana 5 au DPS 50. Les valeurs associées à une même lettre ne sont pas significativement différentes à un seuil de 5% (test de Tukey, variétés et traitements confondus).

Teneur en potassium

La concentration en potassium dans les tiges est impactée par l'effet de la variété (*Annexe 3*). On note des valeurs moyennes légèrement plus faibles pour la variété M5 mais aucun effet significatif du traitement (*Figure 15*).

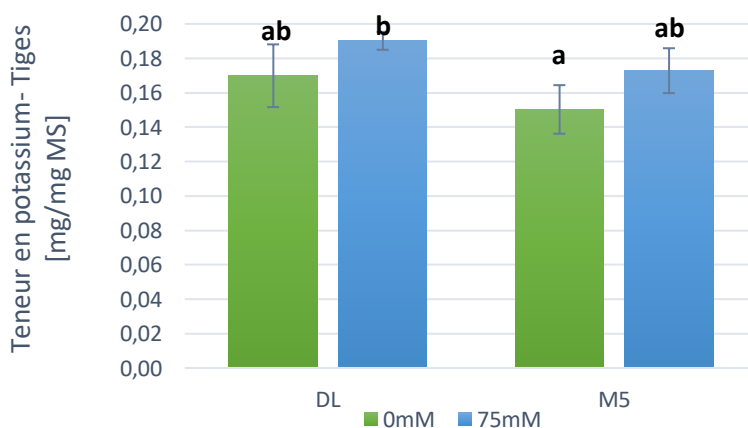


Figure 15 : Effet du traitement salin (0 mM ou 75 mM NaCl) sur la teneur en potassium des tiges d'*Amaranthus cruentus* var. Don Leon et Montana 5 au DPS 50. Les valeurs associées à une même lettre ne sont pas significativement différentes à un seuil de 5% (test de Tukey, variétés et traitements confondus).

4.1.7. Dosage des éléments minéraux – Racines

Teneur en sodium

Les différences observées à la *Figure 16* sont significatives selon Tukey et le traitement a un impact sur la teneur en sodium dans les racines (*Annexe 3*). La concentration en sodium est 9,2 fois plus élevée en condition saline pour DL et 9,4 fois plus élevée pour M5.

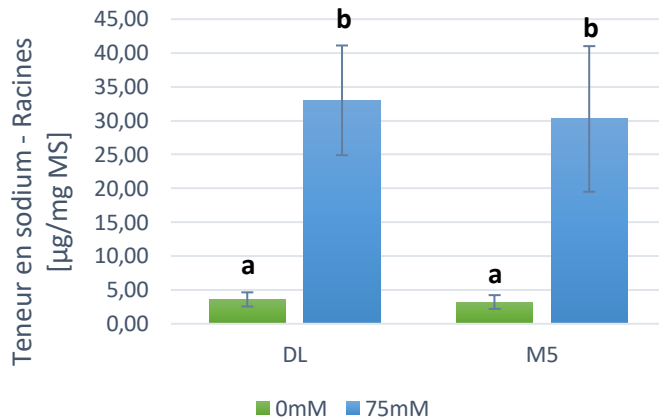


Figure 16 : Effet du traitement salin (0 mM ou 75 mM NaCl) sur la teneur en sodium des racines d'*Amaranthus cruentus* var. Don Leon et Montana 5 au DPS 50. Les valeurs associées à une même lettre ne sont pas significativement différentes à un seuil de 5% (test de Tukey, variétés et traitements confondus).

Teneur en potassium

Comme pour la teneur en sodium ci-dessus, l'ANOVA montre un effet significatif du traitement sur la teneur en potassium dans les racines (*Annexe 3*). Le test de Tukey révèle une baisse significative de la teneur en potassium en condition saline d'un facteur 1,8 pour DL et d'un facteur 1,92 pour M5 (*Figure 17*).

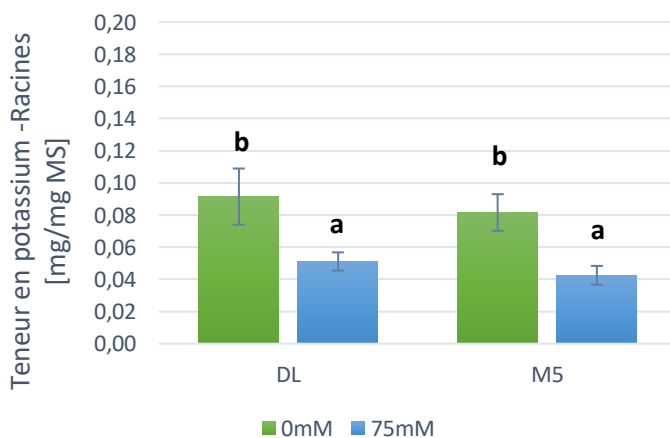


Figure 17 : Effet du traitement salin (0 mM ou 75 mM NaCl) sur la teneur en potassium des racines d'*Amaranthus cruentus* var. Don Leon et Montana 5 au DPS 50. Les valeurs associées à une même lettre ne sont pas significativement différentes à un seuil de 5% (test de Tukey, variétés et traitements confondus).

4.1.8. Dosage des éléments minéraux – Feuilles

Teneur en sodium

Selon l'ANOVA 2, aucun facteur n'a d'impact sur le paramètre (*Annexe 3*). On remarque tout de même une augmentation significative de la teneur en sodium dans les feuilles lorsque les individus des 2 variétés sont soumis au stress salin (*Tableau 5*). Il y a une augmentation d'un facteur 3,9 pour DL et 6,5 pour M5. La p-valeur pour l'effet du bloc vaut 0,079.

Tableau 5 : Effet du traitement salin (0 mM ou 75 mM NaCl) sur la teneur en éléments minéraux des feuilles d'*Amaranthus cruentus* var. Don Leon et Montana 5 au DPS 50.

	Don Leon*		Montana 5*	
	0 mM	75 mM	0 mM	75 mM
Na	0,611 ± 0,286 a	2,37 ± 0,876 b	0,391 ± 0,136 a	2,56 ± 1,22 b
K	73,5 ± 6,08 a	68,8 ± 15,7 a	71,2 ± 5,61 a	68,2 ± 5,62 a
Ca	9,25 ± 1,39 bc	5,80 ± 1,68 a	10,2 ± 0,952 c	7,85 ± 0,871 b
Mg	16,8 ± 1,82 a	25,0 ± 6,68 b	14,7 ± 1,37 a	29,6 ± 1,21 b
Fe	0,212 ± 0,0439 a	0,171 ± 0,0437 a	0,235 ± 0,0308 a	0,229 ± 0,0618 a
Zn	0,0570 ± 0,0138 a	0,0571 ± 0,0343 a	0,0602 ± 0,0139 a	0,0592 ± 0,0253 a

*Les valeurs associées à une même lettre pour un même élément ne sont pas significativement différentes à un seuil de 5% (test de Tukey, variétés et traitements confondus).

Le rapport de la teneur en sodium dans les tiges sur celle des feuilles ainsi que le rapport de la teneur en sodium des racines sur celle des feuilles ont également été calculés (*Tableau 6*). En condition saline, on observe des rapports plus élevés pour DL dans les 2 cas.

Tableau 6 : Effet du traitement salin (0 mM ou 75 mM NaCl) sur le rapport de la teneur en sodium dans différentes organes (T = Tiges, F = Feuilles, R = Racines) d'*Amaranthus cruentus* var. Don Leon et Montana 5 au DPS 50.

Variété	Traitement	T/F*	R/F*
DL	0 mM	1,71	5,89
	75 mM	2,06	13,92
M5	0 mM	1,99	8,23
	75 mM	1,30	11,84

*Les valeurs associées à une même lettre pour un même élément ne sont pas significativement différentes à un seuil de 5% (test de Tukey, variétés et traitements confondus).

Teneur en potassium

On note un effet significatif du traitement (*Annexe 3*) mais aucune différence significative pour la teneur en potassium dans les feuilles (*Tableau 5*).

Teneur en calcium

Le test de Tukey montre une diminution significative de la teneur en calcium d'un facteur 1,6 pour DL et d'un facteur 1,3 pour M5 avec le traitement salin (*Tableau 5*). L'ANOVA ne révèle cependant pas d'effet significatif des facteurs (*Annexe 3*). Ce paramètre a été significativement impacté par l'effet du bloc ($p = 0,026$).

Teneur en magnésium

Le traitement salin provoque une augmentation de la teneur en magnésium dans les feuilles des 2 variétés avec une augmentation d'un facteur 1,5 pour DL et d'un facteur 2 pour M5 (*Tableau 5*). Aucun facteur n'a d'impact significatif sur la teneur en magnésium (*Annexe 3*).

Teneurs en fer et en zinc

Aucun impact significatif des facteurs et aucune différence significative entre traitements et/ou variétés ne sont observés pour ces paramètres (*Annexe 3* et *Tableau 5*).

4.1.9. Dosage des métabolites

Teneur en chlorophylle

Au DPS 35, l'effet des facteurs n'est pas significatif (*Annexe 3*). On observe une baisse de la teneur en chlorophylle pour la variété M5 alors que cette teneur ne varie pas pour DL (*Figure 18*). Au DPS 50, aucun facteur n'a d'impact significatif non plus mais on observe encore une baisse significative avec le traitement pour M5. Au DPS 50, ce paramètre a été significativement impacté par l'effet du bloc ($p = 0,026$).

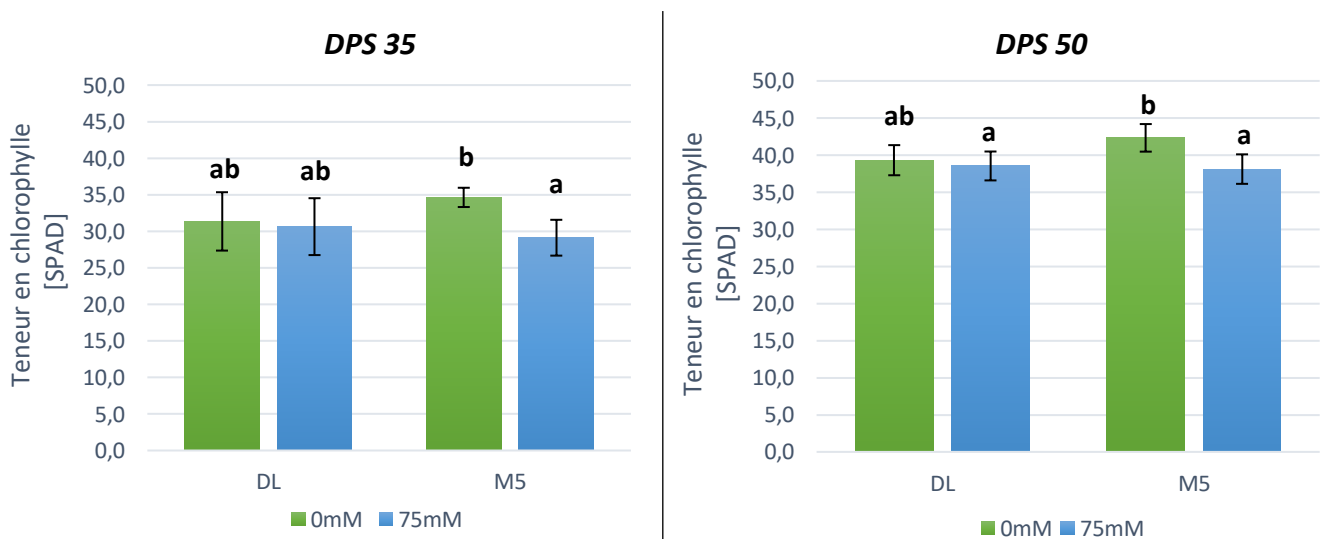


Figure 18 : Effet du traitement salin (0 mM ou 75 mM NaCl) sur la teneur en chlorophylle des feuilles d'*Amaranthus cruentus* var. Don Leon et Montana 5 aux DPS 35 et 50. Les valeurs associées à une même lettre pour une même date ne sont pas significativement différentes à un seuil de 5% (test de Tukey, variétés et traitements confondus).

Teneur en azote

Les données de teneur en azote des feuilles sont proportionnelles à celles de la teneur en chlorophylle. Une tendance similaire à l'effet des facteurs sur la teneur en chlorophylle au DPS 35 est observable : aucun effet significatif du traitement ou de la variété selon l'ANOVA (*Annexe 3*) et une diminution de la teneur en azote pour la variété M5 lorsque celle-ci est soumise au stress salin (*Figure 19*). Ce paramètre a été significativement impacté par l'effet du bloc ($p = 0,026$).

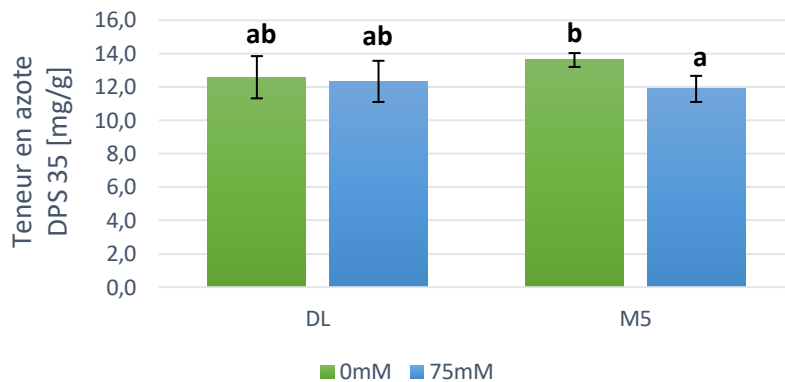


Figure 19 : Effet du traitement salin (0 mM ou 75 mM NaCl) sur la teneur en azote des feuilles d'*Amaranthus cruentus* var. Don Leon et Montana 5 au DPS 35. Les valeurs associées à une même lettre ne sont pas significativement différentes à un seuil de 5% (test de Tukey, variétés et traitements confondus).

Teneur en polyphénols

Aucun impact de la variété ou du traitement n'est notable (*Annexe 3*). On remarque tout de même une diminution significative de la teneur en polyphénols dans les feuilles lorsque les individus sont exposés au traitement 75 mM (*Figure 20*). Ceci est valable pour les 2 variétés mais avec une diminution de facteur 2,5 pour DL et de facteur 3 pour M5. La teneur en polyphénols des feuilles a été significativement impactée par l'effet du bloc ($p = 0,01$).

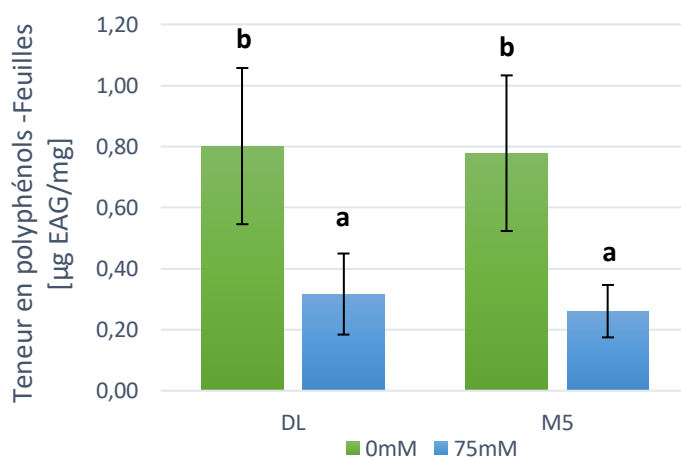


Figure 20 : Effet du traitement salin (0 mM ou 75 mM NaCl) sur la teneur en polyphénols des feuilles d'*Amaranthus cruentus* var. Don Leon et Montana 5 au DPS 51. Les valeurs associées à une même lettre ne sont pas significativement différentes à un seuil de 5% (test de Tukey, variétés et traitements confondus).

Teneur en flavonoïdes

Aucun impact significatif des facteurs sur la teneur en flavonoïdes n'a été observée suite à l'ANOVA 2 (Annexe 3). Encore une fois, la variété M5 voit sa teneur en flavonoïdes diminuer significativement en condition saline alors qu'aucune différence n'est notable chez la variété DL suite au test de Tukey (Figure 21).

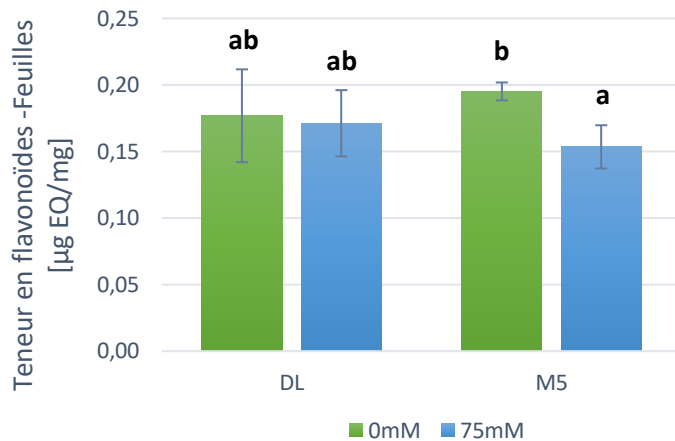


Figure 21 : Effet du traitement salin (0 mM ou 75 mM NaCl) sur la teneur en flavonoïdes des feuilles d'*Amaranthus cruentus* var. Don Leon et Montana 5 au DPS 51. Les valeurs associées à une même lettre ne sont pas significativement différentes à un seuil de 5% (test de Tukey, variétés et traitements confondus).

4.2. Phase reproductive : Graines

4.2.1. Poids de 1000 graines

Le facteur variété affecte significativement le poids des graines avec un poids plus faible pour les graines de M5 que pour celles de DL (Annexe 4). Ceci n'est affirmable qu'en condition témoin; le poids de 1000 graines de la variété M5 n'ayant pas pu être mesuré en conditions 75 mM NaCl par manque de matériel. On observe aussi une diminution de facteur 1,14 du poids de 1000 grains de la variété DL en conditions de stress salin (Figure 22). Ce paramètre a été significativement impacté par l'effet du bloc ($p = 0,003$).

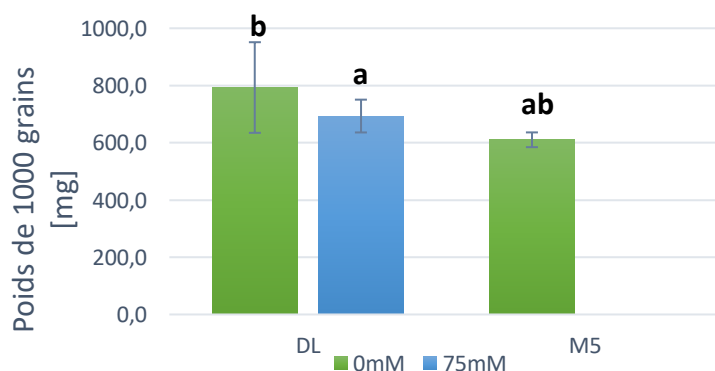


Figure 22 : Effet du traitement salin (0 mM ou 75 mM NaCl) sur le poids de 1000 grains d'*Amaranthus cruentus* var. Don Leon et Montana 5. Les valeurs associées à une même lettre ne sont pas significativement différentes à un seuil de 5% (test de Tukey, variétés et traitements confondus)

4.2.2. Dosage des métabolites

Teneur en polyphénols et flavonoïdes

Aucun facteur ne montre d'impact significatif sur les teneurs en polyphénols et en flavonoïdes (*Annexe 4*). De plus, on n'observe pas de divergence significative entre traitements et/ou variétés (*Tableau 7*). Par manque de graines, les flavonoïdes n'ont pas été dosés pour la variété M5 en conditions 75 mM NaCl. La teneur en polyphénols des graines a été significativement impactée par l'effet du bloc ($p = 0,004$).

Tableau 7 : Effet du traitement salin (0 mM ou 75 mM NaCl) sur la teneur en polyphénols et en flavonoïdes des graines d'Amaranthus cruentus var. Don Leon et Montana 5 au DPS 51.

Variété	Traitement	Polyphénols [$\mu\text{g EAG/mg}$]*	Flavonoïdes [$\mu\text{g EQ/g}$]*
DL	0 mM	0,301 \pm 0,116 a	15,1 \pm 30,2 a
	75 mM	0,220 \pm 0,098 a	1,31 \pm 1,7 a
M5	0 mM	0,347 \pm 0,162 a	17,7 \pm 29 a
	75 mM	0,209 \pm 0,088 a	/

*Les valeurs associées à une même lettre pour un même élément ne sont pas significativement différentes à un seuil de 5% (test de Tukey, variétés et traitements confondus).

Teneur en sucres solubles et en amidon

Aucune différence significative n'est observée ni entre traitements, ni entre variétés (*Annexe 4* et *Tableau 8*). La teneur en sucres tourne autour de 0,0155 mg/mg et la teneur en amidon vaut 0,753 mg/mg en moyenne.

Tableau 8 : Effet du traitement salin (0 mM ou 75 mM NaCl) sur la teneur en sucre solubles et en amidon des graines d'Amaranthus cruentus var. Don Leon et Montana 5 au DPS 51.

Variété	Traitement	Sucres solubles [mg/mg]*	Amidon [mg/mg]*
DL	0 mM	0,0148 \pm 0,0011 a	0,803 \pm 0,040 a
	75 mM	0,0145 \pm 0,022 a	0,749 \pm 0,020 a
M5	0 mM	0,0156 \pm 0,020 a	0,753 \pm 0,067 a
	75 mM	0,017, \pm 0,031 a	0,705 \pm 0,038 a

*Les valeurs associées à une même lettre pour un même élément ne sont pas significativement différentes à un seuil de 5% (test de Tukey, variétés et traitements confondus).

Teneur en protéines

L'interaction entre variété et traitement impacte significativement la teneur en protéines des graines (*Annexe 4*). Cette dernière ne varie pas en fonction du traitement pour DL alors qu'elle augmente d'un facteur 1,6 pour M5 en condition saline (*Figure 23*). La teneur en protéines a été significativement impactée par l'effet du bloc ($p = 0,014$).

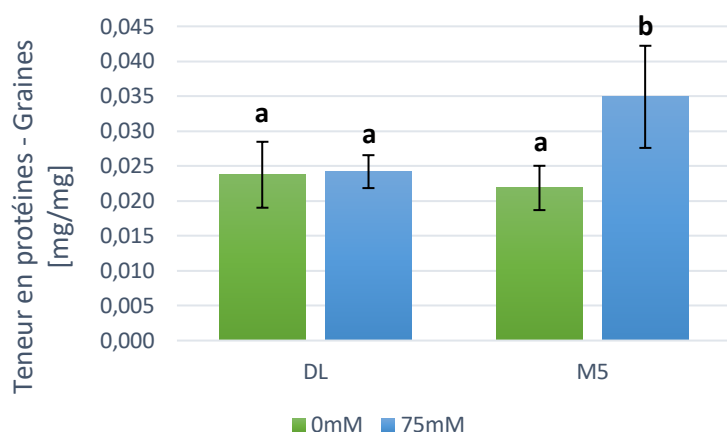


Figure 23 : Effet du traitement salin (0 mM ou 75 mM NaCl) sur la teneur en protéines des graines d'*Amaranthus cruentus* var. Don Leon et Montana 5. Les valeurs associées à une même lettre ne sont pas significativement différentes à un seuil de 5% (test de Tukey, variétés et traitements confondus).

4.2.3. Dosage des éléments minéraux

Ni le traitement salin ni la variété n'impacte la plupart des teneurs en éléments minéraux des graines. La teneur en potassium est le seul paramètre significativement impacté par le traitement et la variété (*Annexe 4*).

On constate aussi une différence de teneur en sodium entre les 2 variétés en condition saline. La teneur en sodium est 4,9 fois plus élevée pour M5 que pour DL (*Tableau 9*). En raison d'un manque de matériel, un seul échantillon M5 – 0mM NaCl était disponible. Ceci explique l'absence d'écart-type pour cette valeur. La teneur en fer a été significativement impactée par l'effet du bloc ($p = 0,046$).

Tableau 9 : Effet du traitement salin (0 mM ou 75 mM NaCl) sur la teneur en éléments minéraux des graines d'*Amaranthus cruentus* var. Don Leon et Montana 5 (exprimé en $\mu\text{g}/\text{mg MS}$).

	DL*		M5*	
	0 mM	75 mM	0 mM	75 mM
Na	0.0758 ± 0.116 b	0.323 ± 0.333 b	0.0199	1.56 ± 1.03 a
K	5.91 ± 1.04 a	6.61 ± 1.35 a	8.17 ± 1.83 ab	9.59 ± 162 b
Ca	1.10 ± 0.252 a	1.09 ± 0.437 a	1.20 ± 0.0906 a	0.923 ± 0.133 a
Mg	2.70 ± 0.157 a	3.15 ± 0.412 a	3.05 ± 0.342 a	2.93 ± 0.250 a
Fe	0.142 ± 0.0339 a	0.102 ± 0.0145 a	0.150 ± 0.0408 a	0.116 ± 0.0276 a
Zn	0.0488 ± 0.00652 a	0.057 ± 0.0212 a	0.0521 ± 0.00923 a	0.0516 ± 0.0148 a

*Les valeurs associées à une même lettre pour un même élément ne sont pas significativement différentes à un seuil de 5% (test de Tukey, variétés et traitements confondus).

5. Discussion

5.1. Effet de la variété et du traitement salin sur les paramètres de croissance végétative d'*A. cruentus*

Effet de la variété

Peu importe le traitement appliqué, des différences innées entre les 2 variétés au niveau de la biomasse ont été démontrées. En condition témoin, à la dernière mesure, la variété 'Don Leon' était plus grande de 30,42 cm que 'Montana 5' et cette différence s'élevait à 26,58 cm en condition saline. Au niveau du nombre de feuilles, on a seulement constaté une différence entre variétés à partir du premier mois après semis environ.

En conditions normales et sans considérer le stress salin, la variété M5 présentait un avantage par rapport à DL : une biomasse foliaire, racinaire et caulinaire plus élevée pour une taille similaire. Ceci n'est affirmable que jusqu'au DPS 50, jour de la première récolte. Au DPS 94, la taille des individus DL était bien plus élevée que celle des individus M5 et on peut donc s'attendre à une biomasse plus élevée pour DL en fin de cycle. Les données de biomasse en fin de culture montrent de fait une biomasse foliaire plus élevée pour DL (A. Luyckx, communication personnelle).

Une grande taille n'est pas nécessairement bénéfique dans un contexte agronomique. Lors des expériences, bien que cela soit également dû à la taille et au poids des pots, les plantes ont dû être tuteurées afin d'éviter qu'elles ne penchent ou tombent. La verse est le phénomène lors duquel la tige des plantes est déplacée de leur position verticale, ce qui occasionne des pertes de rendement importantes (Berry et al., 2004). L'amélioration de la résistance à la verse a d'ailleurs permis d'augmenter le rendement de nombreuses céréales ces dernières décennies. Une des façons d'acquérir davantage de résistance est de privilégier des variétés moins hautes par la sélection et l'amélioration. Une éventuelle mécanisation de la récolte est également plus difficile à mettre en œuvre pour une variété trop haute (Joshi et al., 2018). Si, en plus d'une taille réduite, la variété a une biomasse plus élevée, celle-ci est par définition plus trapue et donc potentiellement plus robuste.

Les 2 variétés étudiées sont cultivées pour la production de graines. A moins que ceux-ci n'améliorent le rendement quantitatif et/ou qualitatif des graines, les avantages d'une taille moindre ne sont bénéfiques que pour les raisons susmentionnées. Ici, le poids de 1000 grains était plus élevé pour la variété plus haute, Don Leon.

Effet du traitement salin et de l'interaction avec le type de variété

La réponse au traitement salin variait significativement entre les 2 variétés. La taille moyenne des 2 variétés a diminué avec le traitement salin alors que le nombre de feuilles a augmenté dans ces conditions pour 'Don Leon' et diminué pour 'Montana 5'. Les paramètres de biomasse montrent un impact différencié du sel entre les 2 variétés avec une baisse des poids secs foliaires, racinaires et caulinaires pour M5 et aucune variation significative pour DL. Les teneurs en azote et en chlorophylle des feuilles étaient négativement impactées par la salinité chez M5 alors que ces teneurs ne variaient pas pour DL.

En conclusion, la variété 'Montana 5' était plus sensible aux conditions de stress salin que la variété 'Don Leon' selon les paramètres de croissance étudiés dans le cadre de ce travail. La suite de cette discussion va porter sur les potentielles causes de la meilleure résistance de la variété 'Don Leon' ainsi que sur une analyse qualitative et quantitative des qualités nutritionnelles d'*A. cruentus*.

5.2. Stratégies de résistance au chlorure de sodium

Phase osmotique

Les conséquences de la phase osmotique du stress salin sont immédiates sur la croissance végétative alors que la phase ionique n'impacte la croissance qu'après un certain temps d'accumulation du sel dans la plante (Munns and Tester, 2008). Pour rappel, l'effet osmotique du stress salin est lié à l'altération de la capacité des plantes à absorber l'eau du sol. L'effet osmotique est associé à une inhibition du taux d'expansion des jeunes feuilles et à une réduction de la conductance stomatique des feuilles matures (Munns and Tester, 2008). Dans notre cas, la diminution de la conductance stomatique était d'abord significative pour M5 au DPS 56 puis pour les 2 variétés au DPS 73. La fermeture des stomates permet de limiter la transpiration et de maintenir l'état hydrique de la plante (Gharbi et al., 2017).

Dans notre expérience, ni le potentiel osmotique, ni le contenu en eau des feuilles et des tiges n'étaient impactés par la salinité. Cela suggère que la fermeture des stomates a permis de maintenir l'eau dans la plante sans besoin d'ajustement osmotique. Il est à noter que la conductance stomatique n'est pas uniquement impactée par la composante osmotique du stress salin. Elle serait également impactée par les niveaux d'acide abscissique (ABA) dans les cellules de garde des stomates et ces niveaux d'ABA sont influencés par la concentration en NaCl dans les feuilles (Jia et al., 2002 *in* Maksimović et al., 2010).

L'inhibition de l'élongation et de la division cellulaire des cellules des feuilles mène à une apparition plus lente des feuilles (Munns and Tester, 2008). A plusieurs moments dans le suivi du nombre de feuilles, une divergence de l'effet du traitement salin a été constatée entre les

2 variétés. La variété M5 avait une production de feuilles réduite en condition saline alors que la variété DL en produisait davantage dans les mêmes conditions.

On peut donc émettre l'hypothèse d'une résistance supérieure de la variété 'Don Leon' à la phase osmotique du stress salin mais avec une réserve quant à la corrélation entre les conséquences du stress et la composante du stress associée.

Afin de déterminer plus précisément l'effet associé à la composante osmotique, une attention plus particulière devrait être portée au taux d'élongation des nouvelles feuilles dans une prochaine expérimentation. De fait, ce paramètre est inhibé par la phase osmotique (Munns and Tester, 2008).

Phase ionique

La concentration en sodium dans les feuilles était 4 fois plus élevée en condition saline pour DL et 6,5 fois plus élevée pour M5. Ces hautes teneurs en sodium dans des organes photosynthétiques sont directement associées à la phase ionique du stress salin (Munns and Tester, 2008). Comme ce dernier provoque une perturbation de l'homéostasie ionique, les plantes ont dû trouver un moyen d'éviter l'accumulation d'ions tels que Na^+ et Cl^- dans le cytoplasme. Les feuilles sont les organes les plus affectés par l'accumulation d'ions Na^+ en leur sein de par l'effet négatif de ces derniers sur la photosynthèse et la conductance stomatique (Chen et al., 2020). Ce travail se concentre davantage sur la toxicité liée au sodium, les ions sodium étant plus vite toxiques que les ions chlorure chez la plupart des espèces (Munns and Tester, 2008). Les glycophytes limitent l'entrée de sodium ou accumulent le sodium dans des tissus plus anciens ou sénescents jusqu'à une éventuelle élimination de ces derniers (Parida and Das, 2005). « Une glycophyte est une espèce qui a évolué par adaptation sous des pressions sélectives naturelles dans des écosystèmes à faible teneur en sodium du sol et qui maintient de faibles niveaux de sodium dans ses tissus aériens, en particulier dans ses feuilles. » (Cheeseman, 2015).

Une des stratégies adoptées par les plantes est la séquestration des ions Na^+ et Cl^- dans les vacuoles des cellules foliaire ou caulinaires (Chen et al., 2018; Pardo and Quintero, 2002; Tuteja, 2007). Pour ce faire, les tissus doivent avoir une certaine tolérance aux ions accumulés.

Une autre stratégie consiste à exclure au maximum les ions sodium des feuilles et de la plante dans son ensemble. Ceci est effectué via l'accumulation des sels dans les vacuoles des parenchymes racinaires et au niveau de la jonction tige-racine plutôt que dans les feuilles ou dans les tiges (Chen et al., 2018). Certaines plantes ont montré un phénomène de rétention du sodium dans la base de la tige permettant une régulation des quantités de sodium atteignant le haut de la tige et les feuilles. Les roseaux seraient capables de retransporter le sodium accumulé dans la base de la tige vers les racines (Matsushita and Matoh, 1991). Cette

stratégie est notamment caractérisée par une accumulation de sodium plus élevée dans la partie racinaire que dans la partie caulinaires (Chen et al., 2018).

Le rapport de la teneur en sodium des tiges divisé par celle des feuilles ainsi que le rapport de la teneur en sodium des racines divisé par celle des feuilles ont été calculés (*Tableau 6*). En condition saline, on observe une meilleure compartimentation du sodium hors des feuilles pour la variété DL. Celle-ci serait donc plus efficace que M5 pour garder les ions sodium dans ses tiges et racines afin de diminuer la toxicité de ces ions dans les feuilles.

La chlorophylle étant liée aux membranes, sa teneur est impactée par l'effet du stress salin sur la différence de potentiel membranaire et la stabilité de la membrane (Yasin Ashraf and Saeed Bhatti, 1999). Le NaCl serait également responsable d'une augmentation de l'activité des enzymes dégradant la chlorophylle (Jamil et al., 2007). Il ressort de nos résultats que la teneur en chlorophylle chez M5 a tendance à diminuer avec le traitement salin chez M5 mais pas chez DL. Cette différence peut être associée à la moins grande quantité relative de sodium dans les feuilles de DL, ce qui diminue notamment les effets toxiques sur la chlorophylle.

Les ions potassium sont parmi les cations inorganiques les plus importants pour les plantes. La concentration en ce cation étant souvent plus élevée dans la solution du sol que dans le cytosol, les plantes doivent prélever le potassium via des transporteurs actifs (Pardo and Quintero, 2002). Ces transporteurs n'étant pas assez spécifiques, si la concentration en ions sodium augmente dans la solution du sol, ces derniers vont être prélevés à la place des ions K^+ . On a donc une diminution relative de la teneur en potassium dans les racines. C'est ce qui est constaté dans les résultats obtenus avec une diminution plus importante pour la variété 'Montana 5'. Ceci pourrait signifier que M5 est moins apte à empêcher l'entrée de sodium dans ses racines que DL.

Les plantes ont développé de nombreux mécanismes biochimiques et moléculaires pour faire face à la salinité. Les différents mécanismes biochimiques sont susceptibles d'agir de manière additive et probablement en synergie (Parida and Das, 2005). De plus, ces mécanismes de tolérance varient en fonction des espèces mais également avec l'intensité et la durée d'exposition à la salinité, et probablement avec les conditions environnementales (Munns and Tester, 2008).

Au vu des résultats discutés plus haut, la variété DL présente des caractéristiques qui s'apparentent plutôt à la stratégie d'exclusion et de séquestration du sodium dans les racines. On constate des concentrations en sodium dans les racines qui sont bien plus importantes que dans les tiges et les feuilles chez les 2 variétés mais 'Don Leon' semble plus apte à bloquer l'entrée du sodium dans ses racines et à exclure ce dernier de ses feuilles que 'Montana 5'. Il serait intéressant de comparer la teneur en sodium dans la partie supérieure de la tige à celle dans la partie basale et dans la jonction tige-racine. Ceci permettrait de vérifier si *A. cruentus*, à l'instar d'autres espèces, a tendance à retenir du sodium dans les parties basales de sa tige.

Il est probable que DL présente également des caractéristiques de glycophyte comme une translocation du sodium vers les organes en sénescence. Il serait intéressant de comparer la teneur en sodium dans les feuilles sénescentes et dans les autres feuilles matures dans une future expérience afin de vérifier si ce phénomène a lieu. On peut émettre l'hypothèse que le nombre plus élevé de feuilles chez la variété DL en condition saline est lié à une compensation des feuilles plus âgées stockant et/ou éliminant du sodium en mourant. Il serait intéressant de calculer le taux de renouvellement foliaire chez DL en prenant en compte le nombre de feuilles qui meurent et celles qui apparaissent.

La séquestration des ions dans les vacuoles influence le potentiel osmotique. Certaines espèces halophytes utilisent en effet les ions accumulés dans leurs organes en réponse au stress salin comme agent d'ajustement osmotique afin de maintenir la turgescence des cellules (Gharbi et al., 2017). Comme aucune variation du potentiel osmotique foliaire entre traitements n'a été observée, il est peu probable que les 2 variétés utilisent cette stratégie.

5.3. Analyse qualitative et quantitative de l'aspect nutritionnel d'*A. cruentus*

5.3.1. Feuilles

Teneur en polyphénols et flavonoïdes

Les polyphénols sont parmi les composés bioactifs dérivés de plantes les plus variés et répandus (Abbas et al., 2017). Avec l'intérêt de plus en plus grandissant pour les aliments dits fonctionnels ou alicaments, des recherches ont démontré une corrélation négative significative entre la consommation de ces composés et les risques de cancers, de diabète, et de maladies cardiovasculaires (Abbas et al., 2017). Il est difficile, à l'heure actuelle, d'établir une dose recommandée journalière de polyphénols tant ils sont variés et car leur mode d'action exact sur le corps humain n'a pas encore été unanimement élucidé. La consommation de polyphénols se retrouve tout de même dans le conseil santé de manger au moins 5 fruits et légumes par jour (Williamson, 2017).

La teneur en polyphénols des feuilles des 2 variétés était significativement diminuée en conditions salines. Les valeurs obtenues en conditions salines étaient comparables à celles obtenues par Beghin (2019) qui a observé une concentration de 23 mg EAG/100g dans des variétés feuilles de *A. cruentus*. Cependant, les concentrations que nous avons observées en conditions témoins étaient 3 à 3,5 fois plus élevées que la valeur moyenne mesurée par Beghin (2019). Il semble peu probable que la teneur en polyphénols dans les feuilles varie autant entre variétés d'une même espèce. On pourrait au moins s'attendre à des valeurs plus élevées

pour les variétés cultivées pour leurs feuilles, ces dernières ayant été sélectionnées dans ce but. Cette divergence est notamment explicable par la grande distribution des données avec des écart-types assez conséquents pour chaque moyenne. Il serait profitable de réitérer nos dosages de polyphénols. Le facteur « bloc » associé aux divergences dues aux différents emplacements dans la serre était significatif pour ce facteur et a donc influencé les résultats.

Cependant, au contraire de notre étude, les teneurs en polyphénols augmentaient avec le stress salin (entre 30 et 60 mM NaCl) chez les variétés feuilles mais elle diminuait également à plus forte concentration (90 mM NaCl) (Luyckx et al., 2021). Il n'est pas exclu que des teneurs en polyphénols plus importantes auraient été observées chez nos variétés si le stress avait été plus faible. Chez d'autres espèces comme le sarrasin, les teneurs en polyphénols augmentent également en réponse à des stress abiotiques (Aubert et al., 2020).

Les flavonoïdes constituent une des 2 sous-classes des polyphénols (Abbas et al., 2017). Ils sont associés à des propriétés antioxydantes, anti-inflammatoires, antimutagènes, anti carcinogènes, ainsi qu'à une capacité à moduler la fonction d'enzymes clés (Panche et al., 2016). La teneur en flavonoïdes dans les feuilles était diminuée par la condition saline pour M5 mais pas pour DL dans notre étude. Les concentrations obtenues étaient également similaires à celles observées par Beghin (2019) chez des variétés feuilles d'*A. cruentus* (19,8 mg QE/100g). Chez ces variétés feuilles, la concentration en flavonoïdes augmente avec le sel jusqu'à une concentration de 60 mM et puis diminue à plus forte concentration de sel (Luyckx et al., 2021). Il n'est donc pas exclu qu'avec une plus faible dose de sel nous aurions aussi observé une augmentation des teneurs en flavonoïdes.

Teneur en éléments minéraux

Les teneurs en minéraux étaient similaires pour les deux variétés dans notre expérience (*Tableau 6*).

Les teneurs en sodium et en magnésium augmentaient avec le traitement salin pour les 2 variétés tandis que la teneur en calcium diminuait avec la salinité et que les teneurs en K, Fe et Zn n'étaient pas affectées par le traitement salin dans notre étude (*Tableau 6*). L'augmentation du sodium est liée au traitement salin appliqué comme observé chez d'autres espèce en cas de stress salin (Hakim et al., 2014; Turan et al., 2010). Comme dans notre cas, Beghin (2019) et Luyckx et al. (2021) ont observé une augmentation de la teneur en magnésium dans les feuilles de 2 cultivars « feuilles » d'*A. cruentus*. Ce résultat est en contradiction avec d'autres études qui montrent que, de façon générale, la teneur en magnésium a plutôt tendance à diminuer avec la salinité (Hakim et al., 2014; Parida and Das, 2005). Il serait utile de vérifier et d'expliquer l'évolution de la teneur en magnésium avec la salinité dans de futures expériences sur *A. cruentus*. Concernant les autres éléments, Beghin (2019) montre également que les teneurs en calcium, en fer et en zinc diminuent avec le traitement salin. La teneur en potassium augmente ou diminue avec le traitement salin en

fonction de l'intensité du traitement et de la variété étudiée (Beghin, 2019; Luyckx et al., 2021).

Afin de mieux représenter l'équivalent d'une portion de feuilles consommées, les teneurs en éléments minéraux sont exprimées pour 100 g de matière fraîche dans le *Tableau 10* ci-dessous. Les résultats obtenus sont d'un ordre de grandeur similaire à ceux obtenus pour 2 variétés « feuilles » d'*A. cruentus* ('Locale' et 'Red Sudan') en condition témoin (Beghin, 2019). Cependant, on constate qu'en condition témoin les feuilles des variétés DL et M5 sont, en moyenne, plus riches en sodium, en potassium, en fer et en zinc que les feuilles des variétés 'Locale' (LO) et 'Red Sudan' (RS). Ces dernières sont donc plus riches en calcium et en magnésium que les feuilles de DL et M5.

« Les valeurs nutritionnelles de référence (VNR) sont un ensemble de valeurs nutritionnelles scientifiquement fondées pour des populations en bonne santé. Ces références varient en fonction de l'âge et du sexe. » (EFSA, 2019). Les VNR indiquées sont des recommandations moyennes pour des adultes de plus de 18 ans, hommes et femmes confondus. En condition témoin, la variété M5 semble légèrement plus apte que DL à couvrir les besoins nutritionnels car M5 montre des teneurs moyennes en éléments minéraux un peu plus élevées que DL.

Tableau 10 : Tableau récapitulatif de la teneur en éléments minéraux des feuilles (valeurs exprimées pour 100 g de matière fraîche foliaire). Les valeurs nutritionnelles de référence sont également indiquées.

	Don Leon*		Montana 5*		<i>A. cruentus</i> (Beghin, 2019)	Valeurs nutritionnelles de référence (EFSA, 2019)
	0 mM	75 mM	0 mM	75 mM		
[mg/100g MF]						
Na	4,83 ± 2,25 a	22,6 ± 8,93 b	3,57 ± 0,779 a	22,5 ± 12,9 b	2,6	Max 2000 mg/jour
K	664 ± 71,5 a	684 ± 148 a	738 ± 31,4 a	639 ± 68,8 a	574	3500 mg/jour
Ca	84 ± 16,6 b	57,9 ± 17,5 a	106 ± 5,37 c	73,5 ± 9,71 ab	142,9	950 mg/jour
Mg	151 ± 11,5 a	248 ± 62 b	152 ± 5,48 a	277 ± 22,1 b	190,6	325 mg/jour
Fe	1,87 ± 0,129 a	1,74 ± 0,481 a	2,43 ± 0,177 a	2,14 ± 0,61 a	2,13	11 mg/jour
Zn	0,506 ± 0,083 a	0,56 ± 0,307 a	0,622 ± 0,14 a	0,552 ± 0,23 a	0,54	9-16 mg/jour

*Les valeurs associées à une même lettre pour un même élément ne sont pas significativement différentes à un seuil de 5% (test de Tukey, variétés et traitements confondus).

5.3.2. Graines

Teneur en polyphénols et flavonoïdes

Pour les polyphénols, Akin-Idowu et al. (2017) ont mesuré une concentration de 30,48 mg EAG/100g pour l'espèce *A. cruentus* selon la méthode colorimétrique de Folin-Ciocalteu. La même méthode de dosage ayant été utilisée dans cette étude, les valeurs obtenues en condition témoin pour nos résultats sont donc proches de celles retrouvées dans la littérature (*Tableau 11*).

La teneur moyenne en flavonoïdes mesurée dans les graines vaut 1,51 mg EQ/100g pour DL et 1,77 mg EQ/100g pour M5 (*Tableau 11*). Il s'agit de valeurs très faibles en comparaison de ce que l'on trouve dans la littérature pour *A. cruentus*, avec des valeurs de 9,93 mg CE/100g par exemple (Mburu et al., 2011). Les raisons à l'origine de cet écart sont doubles.

Pour ce dosage, une solution de quercétine (un type de flavonoïde) a été utilisée pour établir la courbe d'étalonnage. De nombreuses études utilisent plutôt la catéchine qui est un autre type de flavonoïde. Les résultats sont donc exprimés en milligramme d'équivalent quercétine dans notre cas alors qu'ils sont exprimés en mg d'équivalent catéchine dans certaines références. Il serait intéressant de doser les échantillons avec une droite de calibration de catéchine pour voir s'il y a une différence avec nos résultats. Une autre source d'erreur possible provient d'un nombre de répliques par variété et condition relativement faible et d'une grande variabilité dans les résultats. En condition témoin, M5 et DL ont des coefficients de variation très élevés équivalents à 200% et 164% respectivement. Comme le nombre de répliques est assez faible, il est complexe de déterminer si l'une ou l'autre valeur est aberrante. Il serait donc judicieux, lors de la prochaine expérience, de prévoir un nombre de répliques plus élevé pour les graines.

Teneur en protéines

La teneur en protéines mesurée est environ 7 fois plus faible que les valeurs moyennes de référence (*Tableau 11*). Ceci peut s'expliquer par la différence dans la méthode de dosage utilisée. Pour ce travail, la méthode de Bradford a été utilisée. Celle-ci est simple et rapide et repose sur la fixation du Bleu de Coomassie G250 aux protéines (Kruger, 2009). La méthode présente cependant des limitations liées à la taille et la solubilité des protéines. Les protéines de taille inférieure à 3-5 kD ou insolubles ne sont généralement pas fixées par le colorant (Lucarini and Kilikian, 1999 *in* Beghin, 2019). Compton and Jones (1985) indiquent également que le colorant interagit préférentiellement avec l'arginine plutôt qu'avec les bases de lysine, histidine, tryptophane, tyrosine et phénylalanine. Or, ces acides aminés font partie intégrante de la composition des graines d'amarante (Caselato-Sousa and Amaya-Farfan, 2012).

Contrairement à d'autres pseudo-céréales, les graines d'amarante contiennent une plus grande proportion de glutéline et de gliadine comme protéines de stockage et moins de globuline et d'albumine (Caselato-Sousa and Amaya-Farfan, 2012). Or, contrairement à l'albumine, les glutélines et gliadines sont insolubles (Dhara and Nayak, 2022) et donc généralement pas détectées par la méthode de Bradford.

L'hypothèse principale est donc qu'une partie de la composition en certaines protéines et acides aminés des graines d'amarante est ignorée par la méthode de Bradford. Beghin (2019) a rencontré un problème identique pour le dosage des protéines dans les feuilles des variétés LO et RS d'*A. cruentus* avec la même méthode. La méthode la plus courante pour doser les protéines dans un but de quantification de la qualité nutritionnelle des aliments est la méthode Kjeldhal qui se base sur une mesure de l'azote total (Kjeldahl, 1883). Cette dernière a donc peut-être tendance à surévaluer les teneurs en protéines alors que la méthode utilisée ici la sous-estime.

Les résultats montrent que le traitement salin est associé à une augmentation significative de la teneur en protéines des graines pour M5. Ashraf (2014) montre que, pour le blé, la condition saline peut augmenter ou diminuer le contenu en protéines selon les études. La diminution en protéines serait également accompagnée d'une perturbation des ratios glutéline/gliadine (Zheng et al., 2009 in Ashraf, 2014). Cette perturbation peut expliquer les différences de contenu en protéines observées en lien avec la méthode de Bradford et la divergence dans la solubilité des protéines.

L'EFSA recommande un apport journalier en protéines de 0,83 g/kg de masse corporelle (EFSA, 2019). Si on considère les valeurs de référence pour la teneur en protéines, une portion de 75 g de graines d'*A. cruentus* couvre 1/6 des besoins journaliers d'un adulte de 70 kg. En se basant sur les valeurs de référence, les grains d'amarante sont légèrement plus riches en protéines que les grains de blé (*Tableau 11*).

Teneur en sucres solubles et en amidon

Les valeurs de teneur en sucres mesurées sont similaires à celles présentes dans la littérature (*Tableau 11*). Les grains d'*A. cruentus* sont moins riches en sucres que les grains de blé. Les grains d'*A. cruentus* sont cependant plus riches en amidon que ceux du blé. Les valeurs mesurées de teneur en amidon sont supérieures à celles de référence. Une hypothèse est que ce contenu plus élevé en amidon est dû à l'utilisation de variétés cultivées pour la production de graines. Ayant été sélectionnées pour la culture de graines, il est probable que ces variétés montrent un contenu en amidon plus important que des variétés « feuilles » de la même espèce.

Tableau 11 : Tableau récapitulatif des teneurs en métabolites pour les 2 variétés et les différents traitements (valeurs exprimées pour 100 g de graines). Des données de référence en condition témoin sont également indiquées.

	Don Leon*		Montana 5*		<i>A. cruentus</i>	<i>Blé</i> (Rastogi and Shukla, 2013)
	0 mM	75 mM	0 mM	75 mM		
Teneur en polyphénols [mg EAG/100g]	30,1 ± 11,6 a	22 ± 9,85 a	34,7 ± 16,2 a	20,9 ± 8,81 a	30,48 (Akin-Idowu et al., 2017)	/
Teneur en flavonoïdes [mg QE/100g]	1,51 ± 3,02 a	0,131 ± 0,17 a	1,77 ± 2,90 a	/	9,93 (Akin-Idowu et al., 2017)	/
Teneur en protéines [g/100g]	2,37 ± 0,472 a	2,42 ± 0,236 a	2,19 ± 0,317 a	3,49 ± 0,731 b	13,58 – 17,6 (Mburu et al., 2011)	13,2
Teneur en sucres solubles [g/100g]	1,48 ± 0,112 a	1,45 ± 0,219 a	1,56 ± 0,196 a	1,71 ± 0,309 a	1,69 – 3,1 (Caselato-Sousa and Amaya-Farfan, 2012; Rastogi and Shukla, 2013)	4,2
Teneur en amidon [g/100g]	80,3 ± 4 a	74,9 ± 2 a	75,3 ± 6,7 a	70,5 ± 3,8 a	67,3 (Mundigler, 1998)	65,7

*Les valeurs associées à une même lettre pour un même élément ne sont pas significativement différentes à un seuil de 5% (test de Tukey, variétés et traitements confondus).

Teneur en éléments minéraux

Comme susmentionné, seul un échantillon de graines de variété M5 sous traitement témoin a pu être analysé pour le sodium. De plus, l'étendue des résultats de teneur en sodium pour DL – 0mM NaCl vaut 25,0 mg/100 g pour une moyenne de 7,58 mg/100 g et un écart-type de 1,6 mg/100 g. Le dosage en sodium pour les 3 autres conditions suit une même tendance avec des écart-types très élevés (Tableau 12). Un nombre de répliques plus important est donc nécessaire afin de mieux identifier et isoler les valeurs aberrantes.

Par rapport aux valeurs de référence, on note des teneurs plus élevées en potassium et en zinc alors que les teneurs mesurées en sodium et en calcium sont relativement plus faibles. La composition en éléments minéraux des graines ne varie pas vraiment, ni avec la variété ni avec le traitement salin. Hormis le sodium, on peut même affirmer que la salinité n'impacte pas ou augmente (ex : K) le contenu en éléments minéraux dans les graines. Les graines des variétés DL et M5 sont plus riches en éléments minéraux que leurs feuilles. Par rapport à la composition des grains de blé, les variétés étudiées montrent des concentrations en éléments minéraux plus élevées sauf pour le zinc (Tableau 12). La consommation de ces graines riches en éléments minéraux peut réduire les risques de cancer de la prostate, de maladie

coronarienne, d'anémie, d'ostéoporose et maintenir le système immunitaire (Wolosik and Markowska, 2019).

Tableau 12 : Tableau récapitulatif de la teneur en éléments minéraux pour les 2 variétés et les différents traitements (valeurs exprimées pour 100 g de graines). Les valeurs nutritionnelles de référence sont également indiquées.

[mg/100g]	Don Leon*		Montana 5*		A. cruentus (Mburu et al., 2011)	Blé (Jordan-Meille et al., 2021)	Valeurs nutritionnelles de référence (EFSA, 2019)
	0 mM	75 mM	0 mM	75 mM			
Na	7,58 ± 11,6 b	32,3 ± 33,3 b	1,99	156 ± 103 a	31,0	/	Max 2000 mg/jour
K	591 ± 104 a	661 ± 135 a	817 ± 183 a	959 ± 162 b	290-366,0	380-440	3500 mg/jour
Ca	110 ± 25,2 a	109 ± 43,7 a	120 ± 9,06 a	92,3 ± 13,3 a	153-175	38	950 mg/jour
Mg	270 ± 15,7 a	315 ± 41,2 a	305 ± 34,2 a	293 ± 25 a	244-266	80-130	325 mg/jour
Fe	14,2 ± 3,39 a	10,2 ± 1,45 a	15 ± 4,08 a	11,6 ± 2,76 a	7,59-17,4	2-6,6	11 mg/jour
Zn	4,88 ± 0,652 a	5,66 ± 2,12 a	5,21 ± 0,923 a	5,16 ± 1,48 a	3,18-3,7	0,5-8,5	9-16 mg/jour

*Les valeurs associées à une même lettre pour un même élément ne sont pas significativement différentes à un seuil de 5% (test de Tukey, variétés et traitements confondus).

Poids de 1000 grains

Le poids de 1000 grains est le seul paramètre de rendement quantitatif ayant été analysé pour les graines. La variété M5 en conditions 75 mM NaCl n'a pas pu être prise en compte par manque de matériel végétal. Une baisse significative du poids de 1000 grains en condition saline est observée pour Don Leon. Le poids des grains de blé et de riz sont également diminués avec la salinité (Ashraf, 2014; Thitisaksakul et al., 2015). Il serait intéressant de réitérer cette manipulation avec M5 afin d'avoir une comparaison claire entre variétés. Davantage d'analyses sur la phase reproductive des individus auraient dû être menées.

6. Conclusion et perspectives

Au vu des résultats obtenus, la variété 'Don Leon' est plus tolérante au stress salin que la variété 'Montana 5'.

Il est complexe de tirer des conclusions quant aux effets de la phase osmotique du stress étant donné les résultats de potentiel osmotique des feuilles et de contenu en eau. On constate tout de même une diminution plus rapide de la conductance stomatique et de la teneur en azote des feuilles chez la variété M5. Ces paramètres, ainsi que le nombre de feuilles moins élevé chez M5, pourraient montrer une moins bonne tolérance de M5 à la composante osmotique du stress.

Les deux variétés sont toutes deux capables de maintenir des concentrations très élevées de sodium dans leurs racines. Elles montrent également toutes deux des concentrations plus élevées en sodium dans leurs feuilles en condition saline. La teneur en sodium dans les tiges est le paramètre où DL se démarque le plus clairement de M5. On note une hausse d'un facteur 5 de la teneur en sodium en condition saline par rapport à la condition témoin pour DL et pas de hausse semblable pour M5. On constate ensuite, grâce aux ratios de teneurs en sodium dans les tiges et feuilles et dans les racines et feuilles, que la variété DL est plus apte que M5 à protéger ses feuilles d'une accumulation de sodium. En diminuant les quantités de sodium dans ses feuilles et en séquestrant ce dernier dans les tiges et racines, DL protège ses feuilles et les processus de photosynthèse de la toxicité ionique. La plus grande tolérance de DL peut également être associée à une exclusion plus efficace du sodium au niveau des racines et à un éventuel renouvellement plus important des feuilles avec un stockage et/ou une élimination du sodium dans les tissus plus âgés.

Le stress salin a tendance à diminuer la taille des deux variétés, avec une diminution un peu plus importante pour M5 au dernier jour de mesure. Les poids secs foliaires, caulinaires et racinaires ont tous été négativement impactés par le traitement salin chez M5 et pas chez DL au stade végétatif. Il s'agit d'une des meilleures preuves de la meilleure tolérance de DL qui est parvenue à maintenir une production de biomasse relativement constante en conditions de stress. Le traitement salin a causé une baisse du poids de 1000 grains pour DL mais aucune comparaison n'a pu être effectuée avec M5 par manque de matériel.

D'un point de vue nutritionnel, les graines ont un contenu en éléments minéraux plus intéressant que les feuilles pour répondre aux valeurs nutritionnelles de référence. Les feuilles sont cependant plus riches en polyphénols et flavonoïdes, des composés bioactifs très importants pour la santé humaine. Les graines montrent des teneurs en protéines, en amidon, en potassium, en magnésium, en calcium et en fer plus intéressantes que le blé.

L'application d'une solution saline n'a pas eu d'effet négatif sur la teneur en éléments minéraux dans les feuilles si ce n'est pour le calcium. Les concentrations en polyphénols ont été diminuées chez les deux variétés et uniquement chez M5 pour les flavonoïdes.

Le traitement salin n'a pas eu d'impact ou du moins pas d'impact négatif sur le contenu en éléments minéraux ou en métabolites des graines. En condition saline, on ne constate pas de baisse significative de la concentration en un des composants mais plutôt quelques augmentations comme dans le cas des protéines pour M5 et du potassium pour les deux variétés.

Ces conclusions montrent un impact conséquent du stress salin sur la phase végétative des deux variétés. Les paramètres liés à la phase végétative étaient nombreux : poids secs, taille, contenu en métabolites et minéraux des feuilles, mesures physiologiques, etc. Les mesures liées à la phase reproductive étaient moins nombreuses et surtout concentrées sur les graines. Lors d'une prochaine expérience, il serait bénéfique d'évaluer plus de paramètres liés à la reproduction via l'analyse des inflorescences notamment.

De par une production de graines assez faible chez certains cultivars et dans certaines conditions, quelques analyses n'ont pas pu montrer de résultats concluants (poids de 1000 grains, teneur en sodium, teneur en flavonoïdes). Il serait intéressant de prendre cela en compte dans des prochaines expérimentations en prévoyant davantage de réplicas et une récolte plus importante de graines. Les teneurs en sodium dans les feuilles sont significativement différentes en fonction du traitement salin mais l'effet du traitement n'est pas significatif selon l'ANOVA. Ceci peut s'expliquer encore une fois par la faible p-valeur de l'effet du bloc, qui vaut 0,079. Pour plusieurs paramètres, l'effet du bloc a eu un impact significatif ou presque. Les différences d'ensoleillement entre blocs dans la serre sont inévitables mais il serait intéressant d'évaluer à quel point ces différences influencent les résultats.

Finalement, une attention plus particulière devrait être portée au taux d'apparition et de renouvellement des feuilles afin de vérifier les conséquences de la phase osmotique du stress ainsi que la potentielle meilleure élimination de sodium dans les feuilles sénescents pour DL. Il serait également intéressant de comparer la teneur en sodium dans la partie supérieure de la tige à celle dans la partie basale et au niveau de la jonction tige-racine afin de vérifier une potentielle séquestration du sodium dans l'une ou l'autre de ces parties.

7. Références bibliographiques

- Abbas, M., Saeed, F., Anjum, F.M., Afzaal, M., Tufail, T., Bashir, M.S., Ishtiaq, A., Hussain, S., Suleria, H.A.R., 2017. Natural polyphenols: An overview. *Int. J. Food Prop.* 20, 1689–1699. <https://doi.org/10.1080/10942912.2016.1220393>
- Akin-Idowu, P., Ademoyegun, O., Olagunju, Y., Aduloju, A., Adebo, G., 2017. Phytochemical Content and Antioxidant Activity of Five Grain Amaranth Species 5, 249–255.
- Ashraf, M., 2014. Stress-Induced Changes in Wheat Grain Composition and Quality. *Crit. Rev. Food Sci. Nutr.* 54, 1576–1583. <https://doi.org/10.1080/10408398.2011.644354>
- Aubert, L., Konrádová, D., Kebbas, S., Barris, S., Quinet, M., 2020. Comparison of high temperature resistance in two buckwheat species *Fagopyrum esculentum* and *Fagopyrum tataricum*. *J. Plant Physiol.* 251, 153222. <https://doi.org/10.1016/j.jplph.2020.153222>
- Beghin, C., 2019. Etude de la salinité du sol sur la valeur nutritionnelle des feuilles de *Amaranthus cruentus*.
- Berry, P., Sylvester-Bradley, R., Scott, R.K., Clare, R.W., Spink, J., Baker, C.J., 2004. Factors affecting lodging. *Proc. 6th Home-Grown Cereals Assoc. RD Conf. Cereals Oilseeds Lond. HGCA* 11.1-11.11.
- Borelli, T., Hunter, D., Padulosi, S., Amaya, N., Meldrum, G., de Oliveira Beltrame, D.M., Samarasinghe, G., Wasike, V.W., Güner, B., Tan, A., Koreissi Dembélé, Y., Locketti, G., Sidibé, A., Tartanac, F., 2020. Local Solutions for Sustainable Food Systems: The Contribution of Orphan Crops and Wild Edible Species. *Agronomy* 10, 231. <https://doi.org/10.3390/agronomy10020231>
- Caselato-Sousa, V.M., Amaya-Farfan, J., 2012. State of knowledge on Amaranth Grain: A Comprehensive Review.
- Cheeseman, J.M., 2015. The evolution of halophytes, glycophytes and crops, and its implications for food security under saline conditions. *New Phytol.* 206, 557–570. <https://doi.org/10.1111/nph.13217>
- Chen, M., Yang, Z., Liu, J., Zhu, T., Wei, X., Fan, H., Wang, B., 2018. Adaptation Mechanism of Salt Excluders under Saline Conditions and Its Applications. *Int. J. Mol. Sci.* 19, 3668. <https://doi.org/10.3390/ijms19113668>

- Chen, T.-W., Gomez Pineda, I.M., Brand, A.M., Stützel, H., 2020. Determining Ion Toxicity in Cucumber under Salinity Stress. *Agronomy* 10, 677. <https://doi.org/10.3390/agronomy10050677>
- Compton, S.J., Jones, C.G., 1985. Mechanism of dye response and interference in the Bradford protein assay. *Anal. Biochem.* 151, 369–374. [https://doi.org/10.1016/0003-2697\(85\)90190-3](https://doi.org/10.1016/0003-2697(85)90190-3)
- Daliakopoulos, I.N., Tsanis, I.K., Koutroulis, A., Kourgialas, N.N., Varouchakis, A.E., Karatzas, G.P., Ritsema, C.J., 2016. The threat of soil salinity: A European scale review. *Sci. Total Environ.* 573, 727–739. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2016.08.177>
- Das, S., 2016. *Amaranthus: A Promising Crop of Future*. Springer Singapore, Singapore. <https://doi.org/10.1007/978-981-10-1469-7>
- Deinlein, U., Stephan, A.B., Horie, T., Luo, W., Xu, G., Schroeder, J.I., 2014. Plant salt-tolerance mechanisms. *Trends Plant Sci.* 19, 371–379. <https://doi.org/10.1016/j.tplants.2014.02.001>
- Dhara, A.K., Nayak, A.K., 2022. Chapter 1 - Biological macromolecules: sources, properties, and functions, in: Nayak, A.K., Dhara, A.K., Pal, D. (Eds.), *Biological Macromolecules*. Academic Press, pp. 3–22. <https://doi.org/10.1016/B978-0-323-85759-8.00005-1>
- Dincă, L., Dincă, M., Pantea, S.D., Timiș -Gansac, V., Oneț, C., 2018. Amaranthus Plant – Between Myth and Usage. *Nat. Resour. Sustain. Dev.* 8, 9–16. <https://doi.org/10.31924/nrsd.v8i1.002>
- Doré, T., Makowski, D., Malézieux, E., Munier-Jolain, N., Tchamitchian, M., Tittone, P., 2011. Facing up to the paradigm of ecological intensification in agronomy: Revisiting methods, concepts and knowledge. *Eur. J. Agron.* 34, 197–210. <https://doi.org/10.1016/j.eja.2011.02.006>
- EFSA, 2019. *Dietary Reference Values for the EU*.
- FAO, 2021. *Standard operating procedure for saturated soil paste extract*.
- FAO, 2015. *Healthy Soils Are the Basis for Healthy Food Production 1*.
- FAO, ITPS, 2021a. *Global assessment of soil pollution*. FAO and UNEP. <https://doi.org/10.4060/cb4827en>

- FAO, ITPS, 2021b. Soil salinization as a global major challenge | ITPS soil letter #3 | Partenariat mondial sur les sols | Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture [WWW Document]. URL <https://www.fao.org/global-soil-partnership/resources/highlights/detail/fr/c/1412475/> (accessed 4.5.22).
- FAO, ITPS, 2015. Status of the world's soil resources: main report. FAO : ITPS, Rome.
- Farigoul, S., 2022. Objectifs de développement durable. Dév. Durable. URL <https://www.un.org/sustainabledevelopment/fr/objectifs-de-developpement-durable/> (accessed 5.15.22).
- Flowers, T.J., Colmer, T.D., 2008. Salinity Tolerance in Halophytes. *New Phytol.* 179, 945–963.
- Flowers, T.J., Galal, H.K., Bromham, L., 2010. Evolution of halophytes: multiple origins of salt tolerance in land plants. *Funct. Plant Biol.* 37, 604. <https://doi.org/10.1071/FP09269>
- Flowers, T.J., Munns, R., Colmer, T.D., 2015. Sodium chloride toxicity and the cellular basis of salt tolerance in halophytes. *Ann. Bot.* 115, 419–431. <https://doi.org/10.1093/aob/mcu217>
- Gharbi, E., Martínez, J.-P., Benahmed, H., Hichri, I., Dobrev, P.I., Motyka, V., Quinet, M., Lutts, S., 2017. Phytohormone profiling in relation to osmotic adjustment in NaCl-treated plants of the halophyte tomato wild relative species *Solanum chilense* comparatively to the cultivated glycophyte *Solanum lycopersicum*. *Plant Sci.* 258, 77–89. <https://doi.org/10.1016/j.plantsci.2017.02.006>
- Global Network against Food Crisis, Food Security Information Network, 2020. Global Report on Food Crisis.
- Hakim, M.A., Juraimi, A.S., Hanafi, M.M., Ismail, M.R., Rafii, M.Y., Islam, M.M., Selamat, A., 2014. THE EFFECT OF SALINITY ON GROWTH, ION ACCUMULATION AND YIELD OF RICE VARIETIES. *J Anim Plant Sci* 12.
- Hanin, M., Ebel, C., Ngom, M., Laplaze, L., Masmoudi, K., 2016. New Insights on Plant Salt Tolerance Mechanisms and Their Potential Use for Breeding. *Front. Plant Sci.* 7.
- Hassani, A., Azapagic, A., Shokri, N., 2021. Global predictions of primary soil salinization under changing climate in the 21st century. *Nat. Commun.* 12, 6663. <https://doi.org/10.1038/s41467-021-26907-3>

IPTS, IES, European Commission, 2009. Salinisation and sodification.

Jamil, M., Rehman, S. ur, Lee, K.J., Kim, J.M., Kim, H.-S., Rha, E.S., 2007. Salinity reduced growth PS2 photochemistry and chlorophyll content in radish. *Sci. Agric.* 64, 111–118. <https://doi.org/10.1590/S0103-90162007000200002>

Jia, W., Wang, Y., Zhang, S., Zhang, J., 2002. Salt-stress-induced ABA accumulation is more sensitively triggered in roots than in shoots. *J. Exp. Bot.* 53, 2201–2206. <https://doi.org/10.1093/jxb/erf079>

Jordan-Meille, L., Holland, J.E., McGrath, S.P., Glendining, M.J., Thomas, C.L., Haefele, S.M., 2021. The grain mineral composition of barley, oat and wheat on soils with pH and soil phosphorus gradients. *Eur. J. Agron.* 126, 126281. <https://doi.org/10.1016/j.eja.2021.126281>

Joshi, D.C., Sood, S., Hosahatti, R., Kant, L., Pattanayak, A., Kumar, A., Yadav, D., Stetter, M.G., 2018. From zero to hero: the past, present and future of grain amaranth breeding. *Theor. Appl. Genet.* 131, 1807–1823. <https://doi.org/10.1007/s00122-018-3138-y>

Kauffman, C.S., Weber, L.E., 1990. Grain amaranth, in: *Advances in New Crops*. Timber Press, Portland, OR, p. 560.

Kjeldahl, J., 1883. Neue Methode zur Bestimmung des Stickstoffs in organischen Körpern. *Z. Für Anal. Chem.* 22, 366–382. <https://doi.org/10.1007/BF01338151>

Kopittke, P.M., Menzies, N.W., Wang, P., McKenna, B.A., Lombi, E., 2019. Soil and the intensification of agriculture for global food security. *Environ. Int.* 132, 105078. <https://doi.org/10.1016/j.envint.2019.105078>

Kruger, N.J., 2009. The Bradford Method For Protein Quantitation, in: Walker, J.M. (Ed.), *The Protein Protocols Handbook*, Springer Protocols Handbooks. Humana Press, Totowa, NJ, pp. 17–24. https://doi.org/10.1007/978-1-59745-198-7_4

Kumar, B., Bhalothia, P., 2020. Orphan crops for future food security. *J. Biosci.* 45, 131. <https://doi.org/10.1007/s12038-020-00107-5>

Li, J., Pu, L., Han, M., Zhu, M., Zhang, R., Xiang, Y., 2014. Soil salinization research in China: Advances and prospects. *J. Geogr. Sci.* 24, 943–960. <https://doi.org/10.1007/s11442-014-1130-2>

- Liang, W., Ma, X., Wan, P., Liu, L., 2018. Plant salt-tolerance mechanism: A review. *Biochem. Biophys. Res. Commun.* 495, 286–291. <https://doi.org/10.1016/j.bbrc.2017.11.043>
- Lindsey, R., Dahlman, L., 2021. Climate change : Global Temperature.
- Litalien, A., Zeeb, B., 2020. Curing the earth: A review of anthropogenic soil salinization and plant-based strategies for sustainable mitigation. *Sci. Total Environ.* 698, 134235. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2019.134235>
- Lucarini, A.C., Kilikian, B.V., 1999. Comparative study of Lowry and Bradford methods: interfering substances. *Biotechnol. Tech.* 13, 149–154. <https://doi.org/10.1023/A:1008995609027>
- Luyckx, A., Beghin, C., Quinet, M., Achadé, B., Prodjimoto, H., Gandonou, C.B., Lutts, S., 2021. Salinity differently affects antioxidant content and amino acid profile in two cultivars of *Amaranthus cruentus* differing in salinity tolerance. *J. Sci. Food Agric.* 101, 6211–6219. <https://doi.org/10.1002/jsfa.11272>
- Mabhaudhi, T., Chimonyo, V.G.P., Chibarabada, T.P., Modi, A.T., 2017. Developing a Roadmap for Improving Neglected and Underutilized Crops: A Case Study of South Africa. *Front. Plant Sci.* 8.
- Maksimović, I., Putnik-Delić, M., Gani, I., Marić, J., Ilin, Ž., 2010. Growth, ion composition, and stomatal conductance of peas exposed to salinity. *Open Life Sci.* 5, 682–691. <https://doi.org/10.2478/s11535-010-0052-y>
- Matsushita, N., Matoh, T., 1991. Characterization of Na⁺ exclusion mechanisms of salt-tolerant reed plants in comparison with salt-sensitive rice plants. *Physiol. Plant.* 83, 170–176. <https://doi.org/10.1111/j.1399-3054.1991.tb01298.x>
- Maurya, N., Arya, D.P., 2018. Amaranthus grain nutritional benefits: A review 2258–2262.
- Mayes, S., Massawe, F.J., Alderson, P.G., Roberts, J.A., Azam-Ali, S.N., Hermann, M., 2012. The potential for underutilized crops to improve security of food production. *J. Exp. Bot.* 63, 1075–1079. <https://doi.org/10.1093/jxb/err396>
- Mburu, M.W., Gikonyo, N.K., Kenji, G.M., Mwasaru, A.M., 2011. Properties of a Complementary Food based on Amaranth Grain (*Amaranthus cruentus*) Grown in Kenya 26.

- Mir, N.A., Riar, C.S., Singh, S., 2018. Nutritional constituents of pseudo cereals and their potential use in food systems: A review. *Trends Food Sci. Technol.* 75, 170–180. <https://doi.org/10.1016/j.tifs.2018.03.016>
- Mundigler, N., 1998. Isolation and Determination of Starch from Amaranth (*Amaranthus cruentus*) and Quinoa (*Chenopodium quinoa*). *Starch - Stärke* 50, 67–69. [https://doi.org/10.1002/\(SICI\)1521-379X\(199803\)50:2/3<67::AID-STAR67>3.0.CO;2-R](https://doi.org/10.1002/(SICI)1521-379X(199803)50:2/3<67::AID-STAR67>3.0.CO;2-R)
- Munns, R., Tester, M., 2008. Mechanisms of Salinity Tolerance. *Annu. Rev. Plant Biol.* 59, 651–681. <https://doi.org/10.1146/annurev.arplant.59.032607.092911>
- Neina, D., 2019. The Role of Soil pH in Plant Nutrition and Soil Remediation. *Appl. Environ. Soil Sci.* 2019, e5794869. <https://doi.org/10.1155/2019/5794869>
- ONU, 2022. Objectif 2 : Éliminer la faim, assurer la sécurité alimentaire, améliorer la nutrition et promouvoir l’agriculture durable. *Dév. Durable*. URL <https://www.un.org/sustainabledevelopment/fr/hunger/> (accessed 5.15.22).
- Panche, A.N., Diwan, A.D., Chandra, S.R., 2016. Flavonoids: an overview. *J. Nutr. Sci.* 5. <https://doi.org/10.1017/jns.2016.41>
- Pardo, J.M., Quintero, F.J., 2002. Plants and sodium ions: keeping company with the enemy. *Genome Biol.* 3, reviews1017.1. <https://doi.org/10.1186/gb-2002-3-6-reviews1017>
- Parida, A.K., Das, A.B., 2005. Salt tolerance and salinity effects on plants: a review. *Ecotoxicol. Environ. Saf.* 60, 324–349. <https://doi.org/10.1016/j.ecoenv.2004.06.010>
- Polle, A., Chen, S. liang, 2014. On the salty side of life: Molecular, physiological and anatomical adaptation and acclimation of trees to extreme habitats. *Plant Cell Environ.* 38. <https://doi.org/10.1111/pce.12440>
- Pretty, J., Toulmin, C., Williams, S., 2011. Sustainable intensification in African agriculture. *Int. J. Agric. Sustain.* 9, 5–24. <https://doi.org/10.3763/ijas.2010.0583>
- Qadir, M., Quillérrou, E., Nangia, V., Murtaza, G., Singh, M., Thomas, R. j., Drechsel, P., Noble, A. d., 2014. Economics of salt-induced land degradation and restoration. *Nat. Resour. Forum* 38, 282–295. <https://doi.org/10.1111/1477-8947.12054>

- Ramful, D., Bahorun, T., Bourdon, E., Tarnus, E., Aruoma, O.I., 2010. Bioactive phenolics and antioxidant propensity of flavedo extracts of Mauritian citrus fruits: Potential prophylactic ingredients for functional foods application. *Toxicology, Functional Nutraceuticals in Chronic and Acute Diseases: Molecular Approach to Mechanisms of Action* 278, 75–87. <https://doi.org/10.1016/j.tox.2010.01.012>
- Rastogi, A., Shukla, S., 2013. Amaranth: A New Millennium Crop of Nutraceutical Values. *Crit. Rev. Food Sci. Nutr.* 53, 109–125. <https://doi.org/10.1080/10408398.2010.517876>
- Rengasamy, P., 2006. World salinization with emphasis on Australia. *J. Exp. Bot.* 57, 1017–1023. <https://doi.org/10.1093/jxb/erj108>
- Roser, M., Ritchie, H., 2019. Hunger and Undernourishment. *Our World Data*.
- Sattarpom, T., Mahasak, K., 2017. A Prediction Algorithm for Paddy Leaf Chlorophyll Using Colour Model Incorporate Multiple Linear Regression.
- Shahid, S.A., Zaman, M., Heng, L., 2018a. Soil Salinity: Historical Perspectives and a World Overview of the Problem, in: Zaman, M., Shahid, S.A., Heng, L. (Eds.), *Guideline for Salinity Assessment, Mitigation and Adaptation Using Nuclear and Related Techniques*. Springer International Publishing, Cham, pp. 43–53. https://doi.org/10.1007/978-3-319-96190-3_2
- Shahid, S.A., Zaman, M., Heng, L., 2018b. Introduction to Soil Salinity, Sodicy and Diagnostics Techniques, in: Zaman, M., Shahid, S.A., Heng, L. (Eds.), *Guideline for Salinity Assessment, Mitigation and Adaptation Using Nuclear and Related Techniques*. Springer International Publishing, Cham, pp. 1–42. https://doi.org/10.1007/978-3-319-96190-3_1
- Sheldon, A.R., Dalal, R.C., Kirchof, G., Kopittke, P.M., Menzies, N.W., 2017. The effect of salinity on plant-available water. *Plant Soil* 418, 477–491. <https://doi.org/10.1007/s11104-017-3309-7>
- Singh, A., 2015. Soil salinization and waterlogging: A threat to environment and agricultural sustainability. *Ecol. Indic.* 57, 128–130. <https://doi.org/10.1016/j.ecolind.2015.04.027>
- Singh, A.K., 2017. Early History of Crop Introductions into India: II. *Amaranthus* (L.) spp. 7.
- Stetter, M.G., Vidal-Villarejo, M., Schmid, K.J., 2020. Parallel Seed Color Adaptation during Multiple Domestication Attempts of an Ancient New World Grain. *Mol. Biol. Evol.* 37, 1407–1419. <https://doi.org/10.1093/molbev/msz304>

- Tadele, Z., 2019. Orphan crops: their importance and the urgency of improvement. *Planta* 250, 677–694. <https://doi.org/10.1007/s00425-019-03210-6>
- Taiz, L., Zeiger, E., Møller, I.M., Murphy, A., 2015. *Plant physiology and development*. Plant Physiol. Dev.
- Thitisaksakul, M., Tananuwong, K., Shoemaker, C.F., Chun, A., Tanadul, O., Labavitch, J.M., Beckles, D.M., 2015. Effects of Timing and Severity of Salinity Stress on Rice (*Oryza sativa* L.) Yield, Grain Composition, and Starch Functionality. *J. Agric. Food Chem.* 63, 2296–2304. <https://doi.org/10.1021/jf503948p>
- Tittonell, P., 2014. Ecological intensification of agriculture—sustainable by nature. *Curr. Opin. Environ. Sustain., SI: Sustainability governance and transformation* 8, 53–61. <https://doi.org/10.1016/j.cosust.2014.08.006>
- Turan, M.A., Elkarim, A.H.A., Taban, N., Taban, S., 2010. Effect of salt stress on growth and ion distribution and accumulation in shoot and root of maize plant 5.
- Tuteja, N., 2007. Chapter Twenty-Four - Mechanisms of High Salinity Tolerance in Plants, in: Häussinger, D., Sies, H. (Eds.), *Methods in Enzymology, Osmosensing and Osmosignaling*. Academic Press, pp. 419–438. [https://doi.org/10.1016/S0076-6879\(07\)28024-3](https://doi.org/10.1016/S0076-6879(07)28024-3)
- United Nations, Department of Economic and Social Affairs, Population Division, 2019. *World Population Prospects 2019 [WWW Document]*. U. N. URL <https://population.un.org/wpp/DataQuery/> (accessed 4.5.22).
- Venâncio, C., Pereira, R., Lopes, I., 2020. The influence of salinization on seed germination and plant growth under mono and polyculture. *Environ. Pollut.* 260, 113993. <https://doi.org/10.1016/j.envpol.2020.113993>
- Williamson, G., 2017. The role of polyphenols in modern nutrition. *Nutr. Bull.* 42, 226–235. <https://doi.org/10.1111/nbu.12278>
- Wolosik, K., Markowska, A., 2019. *Amaranthus Cruentus* Taxonomy, Botanical Description, and Review of its Seed Chemical Composition. *Nat. Prod. Commun.* 14, 1934578X1984414. <https://doi.org/10.1177/1934578X19844141>

- Yasin Ashraf, M., Saeed Bhatti, A., 1999. Effect of Salinity on Growth and Chlorophyll Content in Rice.
- Zhang, L., Ma, H., Chen, T., Pen, J., Yu, S., Zhao, X., 2014. Morphological and Physiological Responses of Cotton (*Gossypium hirsutum* L.) Plants to Salinity. PLOS ONE 9, e112807. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0112807>
- Zhang, Y., Li, X., Wang, Z., 2010. Antioxidant activities of leaf extract of *Salvia miltiorrhiza* Bunge and related phenolic constituents - ScienceDirect [WWW Document]. URL https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0278691510004102?casa_token=4gmN8svHXPcAAAAA:89gU7sdiZD7dicLWA5dtJmsWFQnsWTCTeyUv9nZr4I1_00XA-Jo3-3uWboTrfwAv1VQmetxvg-s (accessed 5.4.22).
- Zheng, C.F., Jiang, D., Dai, T.B., Jing, Q., Cao, W.X., 2009. Effects of salt and waterlogging stress at post-anthesis stage on wheat grain yield and quality. *Yingyong Shengtai Xuebao* 20, 2391–2398.

8. Annexes

Annexe 1 : Composition de la solution Hoagland (Hoagland et Arnon, 1950) diluée de moitié

Hoagland (6/0,5)		diluée 200 fois	
	Produit	Concentration (g/L)	Dans 52L H2O démin.
Solution A1	NH ₄ NO ₃	8	260 mL
	Ca(NO ₃).4H ₂ O	82,6	
	KNO ₃	35,7	
Solution B	KNO ₃	5	260 mL
	KH ₂ PO ₄	27,4	
	MgSO ₄ .7H ₂ O	24,6	
	MnSO ₄ .5H ₂ O	0,053	
	H ₃ BO ₃	0,14	
	CuSO ₄ .5H ₂ O	0,015	
	(NH ₄)Mo ₇ O ₂₄ .4H ₂ O	0,008	
	ZnSO ₄ .7H ₂ O	0,06	
Solution de fer	Fe EDDHA	1,87	260 mL

Annexe 2 : Tableau récapitulatif de la significativité des facteurs sur les paramètres de taille et nombre de feuilles (ANOVA 2). Les effets significatifs sont indiqués en gras.

	DPS	Facteur « Traitement »		Facteur « Variété »		Facteur d'interaction	
Taille	22	$F_{1,138} = 0,001$	$p = 0,978$	$F_{1,138} = 3$	$p = 0,086$	$F_{1,138} = 1,67$	$p = 0,199$
	31	$F_{1,90} = 0,884$	$p = 0,350$	$F_{1,90} = 4,01$	$p = 0,048$	$F_{1,90} = 1,89$	$p = 0,173$
	38	$F_{1,90} = 0,649$	$p = 0,423$	$F_{1,90} = 1,11$	$p = 0,294$	$F_{1,90} = 3,46$	$p = 0,066$
	45	$F_{1,89} = 4,41$	$p = 0,039$	$F_{1,89} = 0,016$	$p = 0,899$	$F_{1,89} = 2,96$	$p = 0,089$
	50	$F_{1,18} = 14,5$	$p = 0,001$	$F_{1,18} = 0,797$	$p = 0,384$	$F_{1,18} = 0,00$	$p = 0,995$
	52	$F_{1,79} = 8,16$	$p = 0,005$	$F_{1,79} = 0,161$	$p = 0,690$	$F_{1,79} = 0,003$	$p = 0,953$
	66	$F_{1,56} = 2,08$	$p = 0,155$	$F_{1,56} = 5,45$	$p = 0,023$	$F_{1,56} = 0,006$	$p = 0,941$
	80	$F_{1,56} = 3,15$	$p = 0,081$	$F_{1,56} = 27$	$p < 0,001$	$F_{1,56} = 0,095$	$p = 0,759$
	94	$F_{1,56} = 6,01$	$p = 0,017$	$F_{1,56} = 55,6$	$p < 0,001$	$F_{1,56} = 0,227$	$p = 0,635$
Nombre de feuilles	22	$F_{1,138} = 0,138$	$p = 0,710$	$F_{1,138} = 19,3$	$p < 0,001$	$F_{1,138} = 0,011$	$p = 0,915$
	31	$F_{1,90} = 6,30$	$p = 0,014$	$F_{1,90} = 4,82$	$p = 0,031$	$F_{1,90} = 4,82$	$p = 0,031$
	38	$F_{1,90} = 4,60$	$p = 0,035$	$F_{1,90} = 10,5$	$p = 0,002$	$F_{1,90} = 1,81$	$p = 0,182$
	45	$F_{1,89} = 6,54$	$p = 0,012$	$F_{1,89} = 2$	$p = 0,161$	$F_{1,89} = 4,77$	$p = 0,032$
	50	$F_{1,18} = 2,56$	$p = 0,127$	$F_{1,18} = 1,17$	$p = 0,294$	$F_{1,18} = 1,17$	$p = 0,294$
	52	$F_{1,78} = 1,76$	$p = 0,189$	$F_{1,78} = 2,09$	$p = 0,152$	$F_{1,78} = 3,08$	$p = 0,083$
	66	$F_{1,56} = 2,63$	$p = 0,111$	$F_{1,56} = 0,174$	$p = 0,679$	$F_{1,56} = 2,56$	$p = 0,115$
	80	$F_{1,56} = 0,068$	$p = 0,795$	$F_{1,56} = 4,5$	$p = 0,038$	$F_{1,56} = 7,57$	$p = 0,008$
	94	$F_{1,56} = 0,539$	$p = 0,466$	$F_{1,56} = 1,73$	$p = 0,194$	$F_{1,56} = 21,7$	$p < 0,001$

Annexe 3 : Tableau récapitulatif de la significativité des facteurs (ANOVA 2) sur différents paramètres pour les feuilles (F), tiges (T) et racines (R). Les effets significatifs sont indiqués en gras.

		Facteur «Traitement»		Facteur «Variété »		Facteur d'interaction	
Fluorescence chlorophyllienne	F_v/F_m	$F_{1,17}=92,6$	$p = 0,066$	$F_{1,17}=0,207$	$p = 0,694$	$F_{1,17}=0,206$	$p = 0,694$
	$Y(II)$	$F_{1,16}=0,052$	$p = 0,852$	$F_{1,16}=0,848$	$p = 0,454$	$F_{1,16}=1,96$	$p = 0,296$
Teneur en chlorophylle	DPS 35	$F_{1,18}=130$	$p = 0,056$	$F_{1,18}=5,57$	$p = 0,142$	$F_{1,18}=9,81$	$p = 0,089$
	DPS 50	$F_{1,18}=1,38$	$p = 0,449$	$F_{1,18}=0,873$	$p = 0,449$	$F_{1,18}=6,44$	$p = 0,126$
Teneur en azote	DPS 35	$F_{1,18}=1,39$	$p = 0,448$	$F_{1,18}=0,987$	$p = 0,425$	$F_{1,18}=6,38$	$p = 0,127$
Température des feuilles	DPS 35	$F_{1,18}=0,684$	$p = 0,56$	$F_{1,18}=0,948$	$p = 0,433$	$F_{1,18}=1,03$	$p = 0,416$
Conductance stomatique	DPS 56	$F_{1,18}=22,8$	$p = 0,131$	$F_{1,18}=0,044$	$p = 0,853$	$F_{1,18}=1,07$	$p = 0,41$
	DPS 73	$F_{1,18}=172$	$p = 0,048$	$F_{1,18}=0,319$	$p = 0,629$	$F_{1,18}=0,008$	$p = 0,935$
Potentiel osmotique	F	$F_{1,18}=2,29$	$p = 0,372$	$F_{1,18}=0,621$	$p = 0,513$	$F_{1,18}=0,005$	$p = 0,95$
Poids secs	F	$F_{1,18}=85,9$	$p = 0,068$	$F_{1,18}=3,08$	$p = 0,221$	$F_{1,18}=30,94$	$p = 0,03$
	T	$F_{1,18}=46,1$	$p = 0,093$	$F_{1,18}=12,9$	$p = 0,07$	$F_{1,18}=42,4$	$p = 0,023$
	R	$F_{1,18}=100$	$p = 0,063$	$F_{1,18}=7,55$	$p = 0,11$	$F_{1,18}=13,5$	$p = 0,002$
Contenu en eau	F	$F_{1,18}=0,953$	$p = 0,343$	$F_{1,18}=1,17$	$p = 0,392$	$F_{1,18}=8,87$	$p = 0,097$
	T	$F_{1,18}=0,144$	$p = 0,769$	$F_{1,18}=1,59$	$p = 0,334$	$F_{1,18}=0,807$	$p = 0,382$
Teneur en polyphénols	F	$F_{1,17}=98,5$	$p = 0,064$	$F_{1,17}=1,19$	$p = 0,39$	$F_{1,17}=0,253$	$p = 0,665$
Teneur en flavonoïdes	F	$F_{1,18}=82,9$	$p = 0,07$	$F_{1,18}=0,002$	$p = 0,97$	$F_{1,18}=8,35$	$p = 0,102$
Teneur en sodium (Na)	F	$F_{1,18}=16$	$p = 0,154$	$F_{1,18}=0,008$	$p = 0,936$	$F_{1,18}=1,04$	$p = 0,415$
	T	$F_{1,17}=1306$	$p = 0,018$	$F_{1,17}=10,0$	$p = 0,087$	$F_{1,17}=4,91$	$p = 0,157$
	R	$F_{1,18}=944$	$p = 0,021$	$F_{1,18}=0,132$	$p = 0,751$	$F_{1,18}=0,075$	$p = 0,809$
Teneur en potassium (K)	F	$F_{1,18}=30039$	$p = 0,004$	$F_{1,18}=0,54$	$p = 0,539$	$F_{1,18}=0,189$	$p = 0,707$
	T	$F_{1,17}=63,2$	$p = 0,08$	$F_{1,17}=52,3$	$p = 0,019$	$F_{1,17}=0,878$	$p = 0,448$
	R	$F_{1,18}=164$	$p = 0,0496$	$F_{1,18}=11$	$p = 0,08$	$F_{1,18}=0,05$	$p = 0,844$
Teneur en calcium (Ca)	F	$F_{1,18}=17,1$	$p = 0,151$	$F_{1,18}=10$	$p = 0,087$	$F_{1,18}=1,34$	$p = 0,367$
Teneur en magnésium (Mg)	F	$F_{1,18}=36,4$	$p = 0,105$	$F_{1,18}=0,384$	$p = 0,599$	$F_{1,18}=2,71$	$p = 0,241$
Teneur en fer (Fe)	F	$F_{1,16}=0,86$	$p = 0,524$	$F_{1,16}=16,4$	$p = 0,056$	$F_{1,16}=3,73$	$p = 0,193$
Teneur en zinc (Zn)	F	$F_{1,18}=0,001$	$p = 0,983$	$F_{1,18}=1,61$	$p = 0,332$	$F_{1,18}=0,064$	$p = 0,824$

Annexe 4 : Tableau récapitulatif de la significativité des facteurs sur différents paramètres pour les graines (ANOVA 2). Les effets significatifs sont indiqués en gras.

	Facteur « Traitement »		Facteur « Variété »		Facteur d'interaction	
	F	p	F	p	F	p
Poids de 1000 grains	F _{1,7} = 0,3	p = 0,681	F _{1,7} = 9,45	p = 0,018	/	/
Teneur en polyphénols	F _{1,23} = 0,004	p = 0,956	F _{1,23} = 1,49	p = 0,235	F _{1,23} = 0,099	p = 0,756
Teneur en flavonoïdes	F _{1,9} = 0,165	p = 0,755	F _{1,9} = 0,029	p = 0,868	/	/
Teneur en protéines	F _{1,16} = 0,104	p = 0,769	F _{1,16} = 1,765	p = 0,204	F _{1,16} = 8,09	p = 0,012
Teneur en sucres solubles	F _{1,16} = 0,211	p = 0,691	F _{1,16} = 2,15	p = 0,163	F _{1,16} = 1,1	p = 0,312
Teneur en amidon	F _{1,14} = 1,62	p = 0,331	F _{1,14} = 4,26	p = 0,06	F _{1,14} = 0,019	p = 0,894
Teneur en sodium (Na)	F _{1,10} = 3,66	p = 0,085	F _{1,10} = 3,66	p = 0,085	F _{1,10} = 1,89	p = 0,200
Teneur en potassium (K)	F _{1,14} = 14,7	p = 0,002	F _{1,14} = 10,9	p = 0,005	F _{1,14} = 0,14	p = 0,714
Teneur en calcium (Ca)	F _{1,14} = 0,426	p = 0,526	F _{1,14} = 0,447	p = 0,515	F _{1,14} = 1,87	p = 0,193
Teneur en magnésium (Mg)	F _{1,14} = 0,264	p = 0,616	F _{1,14} = 0,226	p = 0,642	F _{1,14} = 4,22	p = 0,059
Teneur en fer (Fe)	F _{1,14} = 0,215	p = 0,65	F _{1,14} = 0,194	p = 0,666	F _{1,14} = 0,156	p = 0,699
Teneur en zinc (Zn)	F _{1,14} = 0,558	p = 0,468	F _{1,14} = 0,543	p = 0,473	F _{1,14} = 0,042	p = 0,840

Etude de l'effet de la salinité sur la biologie et les qualités nutritionnelles de deux variétés d'*Amaranthus cruentus*

Martin Braquenier

Dans un contexte de croissance de la population et de changements climatiques, il est primordial de soutenir les agricultures locales des pays en voie de développement, premiers concernés par les effets de ces changements climatiques. Ce soutien peut notamment passer par la recherche et l'amélioration de cultures locales et/ou sous-utilisées qui sont souvent plus tolérantes aux stress abiotiques que les cultures conventionnelles. L'amarante est une plante considérée comme étant sous-utilisée. Elle est cultivée dans de nombreuses régions d'Afrique, d'Amérique et d'Asie et peut être cultivée pour la consommation de ses graines ou de ses feuilles. Ce travail se concentre sur les variétés 'Don Leon' et 'Montana 5' d'*Amaranthus cruentus*, cultivées pour la production de graines.

Un des impacts du réchauffement climatique et de la pression croissante de l'agriculture sur les terres est l'expansion du phénomène de salinisation des terres. Ce phénomène menace 7% des terres cultivables dans le monde et altère ou empêche le développement de végétation. La salinisation dégrade aussi les propriétés physico-chimiques des sols.

C'est dans ce contexte que ce mémoire se penche sur l'étude de la réponse à un sol salin chez 2 variétés d'*A. cruentus*. Les 2 variétés ont été cultivées en serre avec l'application de 2 traitements différents : un traitement salin avec l'ajout d'une solution saline 75 mM de NaCl à la solution nutritive et un traitement témoin via l'apport de solution nutritive non-saline. Divers paramètres de croissance ont été mesurés. Les qualités nutritionnelles des graines et des feuilles ont également été analysées.

Les résultats montrent une tolérance supérieure de la variété 'Don Leon' (DL) au stress salin durant la phase végétative. Durant cette phase, la biomasse de la variété Montana 5 (M5) a été négativement impactée par le traitement salin. DL n'a rien subi de tel. Au vu des teneurs en sodium dans les feuilles, tiges et racines, DL semble plus apte à bloquer l'entrée de sodium dans ses racines et à exclure ce dernier de ses feuilles que M5. En séquestrant davantage de sodium dans ses tiges et racines, elle parvient à éviter une accumulation trop importante de sodium dans ses feuilles et à préserver ses processus de photosynthèse.

D'un point de vue nutritionnel, les graines ont un contenu en éléments minéraux plus intéressant que les feuilles pour répondre aux valeurs nutritionnelles de référence. Les feuilles sont cependant plus riches en polyphénols et flavonoïdes, des composés bioactifs importants pour la santé humaine. Le traitement salin n'a pas eu d'impact négatif sur le contenu en éléments minéraux et en métabolites des graines ou sur la teneur en éléments minéraux dans les feuilles.