

République Algérienne Démocratique Et Populaire
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
UNIVERSITE MOHAMED BOUDIAF - M'SILA

Faculté des Sciences
Département Sciences de la
Nature et de la Vie
N° :



DOMAINE : SNV
FILIERE : Biotechnologies
OPTION : Biotechnologie Végétale

Mémoire présenté pour l'obtention
du diplôme Master Académique

Par :
DIF Asma & MARHOUNE Loubna

Intitulé

**Évaluation des caractéristiques botaniques et reproductives de
quelques variétés du quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd)**

Soutenu devant le jury composé de :

ADOUI Nabila	Université de M'sila	MCA	Présidente
BENMEHAIA Radhouane	Université de M'sila	MCA	Promoteur
HADJ-KOUIDER Boubaker	Université de M'sila	MCA	Examineur

Année universitaire :2024/2025

الملخص

يُعد نبات الكينوا (*Chenopodium quinoa* Willd.) من نباتات الحبوب الكاذبة ذات الأصل الأنديزي، ويتميز بقيمته الغذائية العالية وبقدرته الفائقة على تحمل الإجهادات غير الحيوية مثل الجفاف والملوحة. وفي ظل التغيرات المناخية، أصبح هذا المحصول يحظى باهتمام متزايد. تهدف هذه الدراسة إلى تقييم بعض الخصائص النباتية (نوع وكثافة الثغور) والتكاثرية (شكل، قطر، وحيوية حبوب اللقاح) لأربعة أصناف من الكينوا (QBrL1، QGSP1، QBeL2، QR1) زُرعت في ظروف محمية داخل بيت بلاستيكي تابع لجامعة محمد بوضياف بالمسيلة. اعتمدت المنهجية على ملاحظات مجهرية، حيث تم فحص شرائح من الأوراق والمآبر الناضجة. تم حساب الكثافة الثغرية على سطحي الورقة العلوي والسفلي، كما تم تحليل حبوب اللقاح من حيث الشكل والقطر.

أظهرت النتائج وجود تباين معنوي بين الأصناف. تميز الصنف QBeL2 بكثافة ثغرية عالية وبحبوب لقاح ذات شكل منتظم وحيوية مرتفعة، مما يدل على نشاط فسيولوجي مرتفع وقدرة تكاثرية جيدة. في المقابل، أظهرت أصناف مثل QBrL1 كثافة ثغرية منخفضة، مما قد يشير إلى تكيفها مع البيئات الجافة.

تبرز هذه الدراسة فروق شكلية ووظيفية مهمة بين التراكيب الوراثية المدروسة، ويمكن استغلال هذه المعطيات في برامج الانتقاء الوراثي لتحديد الأصناف الأكثر ملاءمة للظروف المناخية القاسية، وبالتالي المساهمة في تطوير زراعة مستدامة ومرنة.

الكلمات المفتاحية: الكينوا، الثغور، حبوب اللقاح، التباين، التكيف، الجفاف.

Résumé

Le quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) est une pseudo-céréale d'origine andine, reconnue pour sa haute valeur nutritionnelle et sa remarquable tolérance aux stress abiotiques tels que la sécheresse et la salinité. Dans un contexte de changements climatiques, cette culture suscite un intérêt croissant. La présente étude vise à évaluer certaines caractéristiques botaniques (type et densité stomatique) et reproductives (forme et diamètre des grains de pollen) chez quatre variétés de quinoa (QBrL1, QGSP1, QBeL2, QR1) cultivées sous abri dans une serre appartenant à l'Université Mohamed Boudiaf de M'sila.

La méthodologie repose sur des observations microscopiques, permettant l'analyse de l'épiderme foliaire et d'anthères matures. La densité stomatique a été mesurée sur les faces adaxiale et abaxiale de la feuille, et les grains de pollen ont été analysés selon leur forme et leur diamètre.

Les résultats ont révélé une variabilité significative entre les variétés. La variété QBeL2 s'est distinguée par une densité stom

atique élevée et des grains de pollen de forme régulière, traduisant une activité physiologique intense et un bon potentiel reproductif. En revanche, des variétés comme QBrL1 ont montré une faible densité stomatique, suggérant une adaptation possible aux environnements arides. Cette étude met en évidence d'importantes différences morpho-physiologiques entre les génotypes étudiés, et ces données peuvent être exploitées dans les programmes de sélection variétale afin d'identifier les lignées les plus adaptées aux conditions climatiques extrêmes, contribuant ainsi au développement d'une agriculture durable et résiliente.

Mots-clés : quinoa, stomates, pollen, variabilité, adaptation, sécheresse.

Abstract

Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) is a pseudo-cereal of Andean origin, known for its high nutritional value and exceptional tolerance to abiotic stresses such as drought and salinity. In the context of climate change and resource scarcity, this crop has gained increasing interest. This study aims to evaluate certain botanical (stomatal type and density) and reproductive (pollen shape and diameter) characteristics of four quinoa varieties (QBrL1, QGSP1, QBeL2, QR1) grown under protected conditions in a greenhouse at Mohamed Boudiaf University of M'sila.

The methodology was based on microscopic observations using a light microscope equipped with a digital camera, applied to mature leaf and anther samples. Stomatal density was measured on both adaxial and abaxial leaf surfaces, and pollen grains were analyzed in terms of shape and diameter.

The results revealed significant variation between the varieties. QBeL2 stood out with high stomatal density and regularly shaped pollen, reflecting strong physiological activity and good reproductive potential. In contrast, varieties like QBrL1 showed lower stomatal density, suggesting possible adaptation to dry environments.

This study highlights important morpho-physiological differences among the studied genotypes, and these findings may be useful in varietal selection programs to identify the most suitable lines for harsh climates, thereby contributing to the development of resilient and sustainable agriculture.

Keywords: quinoa, stomata, pollen, variability, adaptation, drought.



Dédicace

Louange à Allah Tout-Puissant, source de miséricorde et de savoir. C'est par Sa grâce que ce modeste travail est aujourd'hui entre vos mains.

Je dédie ce mémoire :

À mes parents bien-aimés, piliers de ma vie :

À mon père précieux, pour son soutien inconditionnel.

À ma tendre mère, que ces quelques mots traduisent toute ma gratitude et mon amour.

À mes sœurs adorées, Soulef et Dounia, puissiez-vous connaître une vie rayonnante de bonheur et de réussite.

À mes frères, Moustafa et Mourdass, ainsi qu'à mon beau-frère Adel, que Dieu bénisse vos chemins et les comble de prospérité.

À toute ma famille (Marhoune et Mahdi), pour votre affection et vos encouragements.

À mon binôme Asma, merci pour ta complicité, nos fous rires et ces moments partagés.

Tu es une amie précieuse, et je te souhaite un avenir éclatant de bonheur.

À mes collègues de la promotion de Master en Biotechnologie Végétale, pour l'ambiance chaleureuse et l'entraide tout au long de ce parcours.

À celui qui aime Loubna : regarde-moi, je suis heureuse simplement parce que tu existes dans ma vie.

A tous ceux qui me sont chers Je dédie ce travail Dans la vie.

Loubna





Dédicace

Nous n'avons commencé que par Sa guidance, nous n'avons atteint notre objectif que par Sa réussite, et nous n'avons touché au but suprême que par Sa grâce. Louange à Dieu qui m'a permis d'atteindre cette étape importante de mon parcours académique.

Je dédie humblement les fruits de mes efforts :

À celui dont la sueur m'a appris que le succès ne s'obtient qu'avec patience et persévérance ; à la lumière qui a illuminé mon chemin, à la flamme dont l'éclat ne s'éteindra jamais dans mon cœur, à celui qui a tant sacrifié pour moi et d'où j'ai puisé force et fierté...

Mon père...

À celle sous les pieds de qui repose le paradis, qui a facilité mes épreuves par ses prières ; à cette femme exceptionnelle qui n'a jamais cessé de souhaiter voir de ses propres yeux ce jour arriver...

Ma mère...

À mon pilier constant et la sécurité de mes jours, à celles dont le soutien fut ma source d'énergie ; aux plus beaux moments et à leur pureté, à la prunelle de mes yeux...

Mes chères sœurs.

À tous ceux qui ont été mon soutien fidèle et sincère tout au long de ce parcours : à mes amis loyaux, à mes compagnons durant les années d'effort, les moments difficiles et les défis partagés ; à ceux qui m'ont offert leurs sentiments sincères et leurs conseils bienveillants...

À vous, ma famille, je dédie ce succès, fruit tant attendu de mes efforts.

Me voici aujourd'hui, par la grâce de Dieu, ayant accompli la première étape de cette moisson.

Louange à Dieu pour Ses bienfaits. Je Le prie de faire de moi une source de bénédiction et de m'accorder Son aide où que je sois. Car celui qui a dit : « Je peux », est devenu un :

Et j'ai pu. Et même quand elle m'a résisté, je l'ai vaincue.

Louange et gratitude à Dieu, pour le commencement et la fin.

Et notre dernière invocation est : Louange à Dieu, Seigneur de l'univers.

Asma





Remerciement

Nous remercions sincèrement Allah, Le Tout-Puissant, de nous avoir accordé la force et la patience nécessaires pour accomplir cette modeste tâche.

Ce travail a pu être réalisé grâce à l'aide et à la collaboration de nombreuses personnes. Nous saisissons cette occasion pour remercier chaleureusement tous ceux qui ont contribué, de près ou de loin, à l'achèvement de ce mémoire.

Nous souhaitons tout d'abord exprimer notre profonde gratitude à notre encadrant, Dr. Benmehaia Radhouane, pour avoir accepté de diriger ce travail, pour sa gentillesse, ses conseils constructifs, son attention, son dévouement, ses encouragements et sa présence constante tout au long de notre parcours. Qu'Allah le récompense et lui accorde santé et prospérité, un grand merci.

Nous remercions aussi à Dr. Adoui Nabila, pour avoir accepté de présider le jury de soutenance. Nous exprimons également nos sincères remerciements à Dr. Hadj-Kouider Boubaker, qui nous a tendu la main sans jamais ménager ses efforts ni refuser son aide. Merci aussi à lui d'examiner ce travail.

Enfin, nous remercions tout le personnel du laboratoire pour leur précieuse assistance et leur compréhension.

Table des matières

Table des matières

.....	
Dédicace	
Dédicace	
Liste des tableaux	
Liste des Abréviations	
Introduction	1
I. Biologie de quinoa	2
I.1. Origine et historique	2
I.2. Importance du quinoa	3
I.3. Distribution du quinoa dans le monde	4
I.3.1. Dans le monde	5
I.3.2. En Algérie	6
I.4. Classification botanique	6
I.5. Description taxonomique de la plante	7
I.5.1. La Plante	7
I.5.2. La racine	8
I.5.3. La tige	9
I.5.4. Les feuilles	9
I.5.5. Les fleurs	10
I.5.6. Les graines	11
I.6. Biologie reproductive du quinoa	14
I.7. Exigences environnementales du quinoa	15
I.7.1 Exigences édaphiques	15
I.7.2 Exigences climatiques	16
I.7.3 Les besoins en eau	16
I.8. Noms communs du quinoa	17
I.9. Calendrier agricole du quinoa	17
I.9.1. Dates de plantation du quinoa	17
I.9.2. Cycle de vie et utilisation du quinoa	18
I.10. Utilisations du quinoa :	20
I.10.1 Alimentation humaine	20
I.10.2 Alimentation animale	20
I.10.3. Utilisations industrielles	21
I.10.4. Utilisations médicinales	21
II. les stomates	21
II.1. Structure des stomates	22
II.2. Types de stomates	23
II.3. Distribution sur l'épiderme foliaire	24
II.4. Densité et grosseur	25
III. Caractères floraux et reproductifs	25
III.1. L'inflorescence : Structure et organisation	25
III.2. Les fleurs : Morphologie et fonction	27
III.3. Les fruits : Développement et maturation	28
III.3.1 Pollinisation chez le quinoa	29
III.3.2. Mécanismes de pollinisation	30

A. Autopollinisation :	30
.B Pollinisation croisée :	30
III.4. Grain de pollen	30
Matériel et Méthodes.....	32
1. Matériel végétal.....	32
2. Méthodes	32
2.1. Description morphologique	32
2.2. Etude de stomate	36
2.3. Grain de pollen	37
Résultats et Discussion	39
1. la tige	39
1.1. Forme de la tige principale code (7.5.1)	39
1.2. Diamètre de tige code (7.5.2)	39
1.3. Couleur de la tige principale code (7.5.3)	40
2. Caractérisation de la panicule	41
2.1. Couleur de la panicule au stade de floraison code (7.8.2)	41
2.2. Couleur de la panicule au stade de maturité physiologique code (7.8.3)	43
2.3. Forme de la panicule code (7.8.4)	44
2.4. Longueur de la panicule code (7.8.5)	45
2.5. Diamètre de la panicule code (7.8.6)	46
2.6. Densité de la panicule code (7.8.7)	47
3. Caractéristiques de la graine :	48
3.1. Diamètre de la graine code (7.9.4)	48
3.2. Epaisseur du graine code (7.9.5)	49
3.3. Couleur du péricarpe code (7.9.10)	50
3.4. Couleur de l'épisperme code (7.9.12)	51
4. les stomates	52
4.1. Densité stomatique	52
4.2. Type des stomates	53
5. Diamètre de grain de pollen	55
Conclusion	57
Références bibliographiques.....	58
Les Annexes.....	1

Liste des figures

Figure 1 : Répartition des profils des cinq principaux écotypes de quinoa dans la région andine.	5
Figure 2 : Plante de quinoa (<i>Chenopodium quinoa</i> Willd)	7
Figure 3 : Schéma de plante de quinoa.....	8
Figure 4 : Morphologie des feuilles de quinoa.	10
Figure 5 : Gros plan des têtes de fleurs de quinoa.....	11
Figure 6 : Vue ventrale du fruit du quinoa au microscope électronique à balayage Erreur ! Signet non défini.	
Figure 7 : Illustration de la graine de quinoa en coupe transversale ... Erreur ! Signet non défini.	
Figure 8 : Structure de graine de Quinoa	13
Figure 9 : Grains de quinoa	13
Figure 10 : Cycle de vie du quinoa	20
Figure 11 : Structure des stomates	23
Figure 12 : Faces adaxiales des feuilles montrant divers types de stomates :.....	24
Figure 13 : Types d'inflorescences.	27
Figure 14 : Structure du pollen du quinoa.....	31
Figure 15 : Forme de la tige principale 1 Cylindrique 2 Angulaire	33
Figure 16 : Forme de la panicule.....	34
Figure 17 : Tige feuillée de Quinoa.....	36
Figure 18 : Diamètre de tige.....	39
Figure 19 : La couleur principale de la tige du quinoa.....	41
Figure 20 : Couleur de la panicule au stade de floraison	42
Figure 21 : Couleur de la panicule au stade de maturité physiologique	43
Figure 22 : la Forme de la panicule	45
Figure 23 : Longueur de la panicule [cm]	45
Figure 24 : Diamètre de la panicule	47
Figure 25 : Diamètre de la graine (7.9.4)	48
Figure 26 : Epaisseur de la graine (7.9.4).....	49
Figure 28 : Couleur du péricarpe (7.9.10)	50
Figure 29 : Densité stomatique chez les différentes variétés du quinoa.....	52
Figure 30 : Densité stomatique.....	53
Figure 31 : Type des stomates	54
Figure 32 : Type des stomates (<i>cellules épidermiques, stomate, ostile</i>)	54
Figure 33 : Diamètre de grain de pollen	56

Liste des tableaux

Tableau 1 : Densité stomatique chez certaines espèces	25
Tableau 2 : le test PPDS sur le diamètre de tige des différentes variétés étudiées. Erreur ! Signet non défini.	
Tableau 3 . Couleur de la tige principale (7.5.3.) suivant les descripteurs de Bioversité (2013)	40
Tableau 4 : Couleur de la panicule au stade de floraison (7.8.2) suivant les descripteurs de Bioversité (2013)	42
Tableau 5 : Couleur de la panicule au stade de maturité physiologique (7.8.3) suivant les descripteurs de Bioversité (2013)	43
Tableau 6 : Forme de la panicule (7.8.3) suivant les descripteurs de Bioversité	44
Tableau 7 : le test PPDS sur la longueur de la panicule des différentes variétés étudiées ...	46
Tableau 8 : Densité de la panicule (7.8.7) suivant les descripteurs de Bioversité	47
Tableau 9 : Couleur du péricarpe (7.9.10)	51
Tableau 10 : Couleur de l'épisperme (7.9.12)	51
Tableau 11 : le test PPDS sur la densité stomatique des différentes Variétés étudiées	53

Liste des Abréviations

ANOVA	<i>Analyses of Variance</i>
FAO	<i>Food and Agriculture Organisation</i>
PPDS	Plant Production Planning System
ITDAS	Institut Technique de Développement de l'Agronomie Saharienne
INRAA	Institut National de la Recherche Agronomique d'Algérie
ITGC	Institut Technique des Grandes Cultures (Algérie)
INRF	Institut National de Recherches Environnementales
CSA	<i>Climate-Smart Agriculture</i>

Introduction

Le quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) est une culture agricole qui a suscité un intérêt croissant ces dernières années, grâce à sa capacité exceptionnelle à s'adapter aux conditions environnementales extrêmes telles que la sécheresse et la salinité des sols (Belaid, 2017). Cette pseudo-céréale, appartenant à la famille des Amaranthaceae, se distingue par sa valeur nutritionnelle élevée, contenant des niveaux importants de protéines, de calcium, de magnésium, de fer et de zinc, tout en étant naturellement sans gluten (Diaz, 2015).

Grâce à cette résilience et à sa valeur nutritionnelle, le quinoa est aujourd'hui considéré comme une culture stratégique pour renforcer la sécurité alimentaire dans les régions arides ou marginales (German, 2018). Il offre également un fort potentiel pour l'agriculture durable, notamment par sa plasticité phénotypique et ses capacités adaptatives remarquables (Weir et al., 2003).

Une étude récente menée en Algérie par Lallouche et *al.* (2025) a mis en évidence une diversité phénotypique significative entre quatre populations locales de quinoa, soulignant l'intérêt de cette espèce pour les programmes de sélection variétale en climat semi-aride.

Dans ce contexte, ce travail vise donc à évaluer certaines caractéristiques botaniques et reproductives du quinoa, notamment le type et la densité stomatique, ainsi que la forme et le diamètre des grains de pollen, afin de mieux comprendre ses mécanismes d'adaptation et de contribuer à son intégration dans des stratégies agricoles durables.

Première partie :
Revue bibliographique

I. Biologie de quinoa

I.1. Origine et historique

Initialement, le centre de la diversité génétique du quinoa a été identifié dans l'Altiplano Sud de la Bolivie. Par la suite, Christensen et *al.* (2007) In. Bazile et *al.* (2020) ont indiqué que le centre de diversité génétique se situait plus au nord, dans la région de l'Altiplano central autour du lac Titicaca, entre le Pérou et la Bolivie, à une altitude d'environ 4000 m au-dessus du niveau de la mer. Ces régions, de par leur caractère montagneux, se distinguent non seulement par leur haute altitude, mais aussi par la rareté et l'irrégularité des précipitations, ce qui entraîne une capacité de production agricole limitée. (Bazile et *al.*, 2020)

Les preuves moléculaires suggèrent que l'érosion génétique ou la perte de la diversité génétique a été influencée par au moins quatre événements. Le premier s'est produit lors de la phase initiale de polyploïdisation, lorsque les deux ancêtres diploïdes du quinoa se sont hybridés pour générer naturellement des descendants tétraploïdes. Le deuxième événement a eu lieu lors de la domestication du quinoa par les sociétés andines à partir de ses parents sauvages tétraploïdes, il y a environ 7000 ans, dans le but de sélectionner une plante adaptée à l'agriculture. Au fil de longs cycles d'échanges de semences et de cultures dans de nouveaux territoires et climats, une large gamme de modifications morphologiques est apparue, telles que la condensation de l'inflorescence à l'extrémité terminale de la plante, l'augmentation de la taille de la plante et des graines, la perte des mécanismes de dispersion des graines, ainsi qu'une forte pigmentation. À ce stade, le quinoa est devenu un élément central des systèmes agricoles et alimentaires de cette région, étant présent dans les rituels religieux et les aspects quotidiens des sociétés andines. (Bazile et *al.*, 2020)

Le troisième événement de perte de diversité génétique a débuté il y a plus de 500 ans, lors de la conquête espagnole, lorsque le quinoa a été stigmatisé culturellement comme aliment réservé aux communautés autochtones. Les céréales européennes ont été imposées aux populations colonisées, entraînant un déclin de la culture alimentaire liée au quinoa, considéré comme nourriture pour les animaux et les pauvres. Toutefois, le rôle central de cette plante dans les cérémonies religieuses et la vie quotidienne locale a permis d'éviter sa disparition. (Bazile et *al.*, 2020)

L'histoire récente du quinoa suggère un quatrième événement, dû à la migration des populations des zones rurales des hautes montagnes andines vers les centres urbains et les

régions de culture de coca dans les contreforts orientaux, ce qui a conduit à l'abandon des champs de quinoa et à la perte de son germoplasme. (Bazile et *al.*, 2020)

I.2. Importance du quinoa

Le quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) est une plante herbacée annuelle appartenant à la famille des *Amaranthaceae*, où la sous-famille *Chenopodioideae* regroupe 26 genres. Dans les tribus des *Atripliceae* C. A. Mey. (Syn. *Chenopodieae* Dumort.), Fuentes-Bazan et *al.* (2012) ont également inclus le genre *Chenopodium* ainsi que des genres apparentés, tels que *Chenopodiastrum*, *Lipandra* et *Oxybasis*. (Bazile et *al.*, 2020)

L'espèce a été domestiquée en Amérique du Sud, avec un centre d'origine situé près du lac Titicaca, entre le Pérou et la Bolivie. Le grain de quinoa se caractérise par sa haute teneur en protéines, lipides, vitamines et minéraux, ainsi que par un équilibre exceptionnel des acides aminés essentiels. (Bazile et *al.*, 2020)

Les principales zones de production se trouvent dans les hautes terres andines, dans les régions les plus arides du continent. Pendant de nombreuses années, la Bolivie a été le principal exportateur, mais de nos jours, le Pérou est un concurrent sérieux. En Bolivie, les plus grandes surfaces de culture sont concentrées dans l'Altiplano Sud (entre 3650 et 4200 m au-dessus du niveau de la mer), s'étendant ensuite vers l'Altiplano Central et d'autres territoires suite à l'augmentation de la demande en grain durant les trois dernières décennies. Au Pérou, la culture du quinoa est pratiquée traditionnellement dans l'Altiplano de la région de Puno et, ces dernières décennies, la surface cultivée a connu une croissance significative vers les vallées inter-Andines et d'autres zones à basse altitude. À l'instar de la pomme de terre, le quinoa était l'un des aliments principaux des peuples andins pré-Incas. (Bazile et *al.*, 2020)

L'intérêt particulier pour le quinoa est favorisé par sa capacité extraordinaire à s'adapter à différentes zones géographiques et à une diversité d'environnements agroécologiques. C'est une plante très rustique, dotée d'une grande tolérance au gel, à la salinité des sols et à la sécheresse. Par conséquent, les régions à faible production alimentaire, où les sols sont salins et l'eau rare ou de mauvaise qualité, ont commencé à cultiver le quinoa avec un succès relatif au cours des dernières décennies. (Bazile et *al.*, 2020)

I.3. Distribution du quinoa dans le monde

Étant donné la large distribution de son centre d'origine, le quinoa peut être considéré comme une espèce oligocentrique, avec la région andine comme centre de diversité et plusieurs voies de diversification. Le quinoa est cultivé dans toute la vaste région andine, autrefois dominée par les Incas. On le trouve de la Colombie (Pasto) au nord de l'Argentine (Jujuy et Salta) et du Chili (Antofagasta et Concepción). Il s'étend de 5° de latitude nord, au sud de la Colombie, jusqu'à 43° de latitude sud, dans la dixième région du Chili. Il pousse à différentes altitudes, allant du niveau de la mer au Chili jusqu'à 4 000 mètres d'altitude sur l'Altiplano péruvien et bolivien. Ainsi, il existe différentes variétés de quinoa adaptées aux zones côtières, aux vallées, aux vallées inter-andines, aux plaines salines et à l'Altiplano (Figure 1). Une grande partie de la variabilité génétique de l'espèce est associée à sa distribution géographique. (Rojas & Pinto, 2015)

Le quinoa est cultivé dans plusieurs pays d'Amérique du Sud, avec des zones de production distinctes selon les régions. En Colombie, sa culture est principalement localisée dans le département de Nariño. En Équateur, elle est concentrée dans les régions andines, notamment Carchi, Imbabura, Pichincha, Cotopaxi, Chimborazo, Loja, Latacunga, Ambato et Cuenca. Au Pérou, les principales zones de production incluent Cajamarca, Callejón de Huaylas, Vallée de Mantaro, Andahuaylas, Cusco et Puno, cette dernière représentant 75 % des surfaces cultivées. En Bolivie, le quinoa est surtout cultivé sur l'Altiplano (La Paz, Oruro, Potosí) ainsi que dans les vallées inter-andines de Cochabamba, Chuquisaca, Potosí et Tarija. Au Chili, il est présent dans l'Altiplano chilien (Isluga, Iquique) et autour de Concepción, avec des mentions dans les Neuvième et Dixième Régions. Enfin, en Argentine, sa culture reste limitée, principalement dans les hauts plateaux de Jujuy et Salta, ainsi que dans les vallées Calchaquíes de Tucumán (Rojas & Pinto, 2015).

Cette répartition reflète l'adaptabilité du quinoa à différents écosystèmes, des hauts plateaux andins aux vallées intermédiaires.

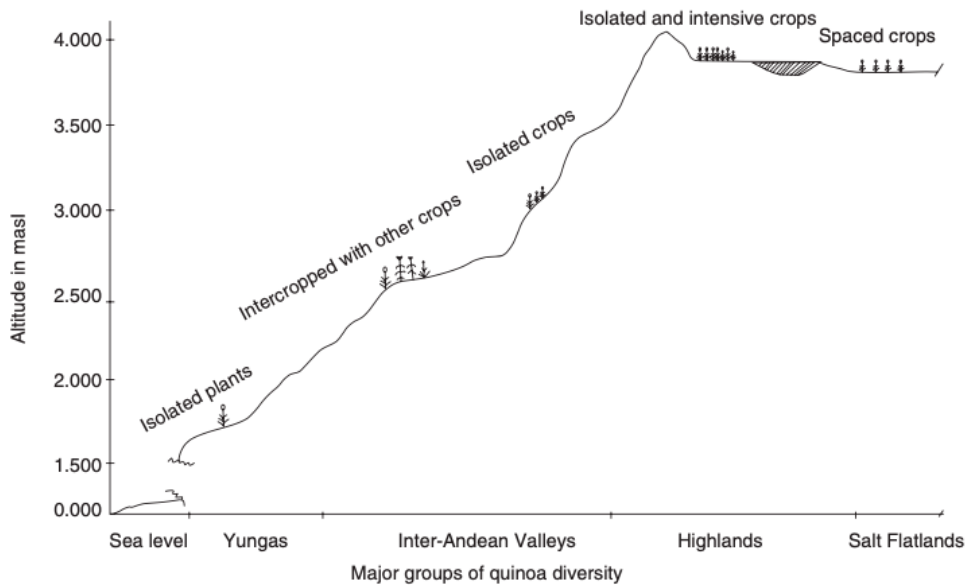


Figure 1 : Répartition des profils des cinq principaux écotypes de quinoa dans la région andine. (Rojas & Pinto, 2015)

I.3.1. Dans le monde

La culture du quinoa a vraiment commencé à sortir des Andes dans les années 1990. L'émergence de la consommation dans l'hémisphère nord dans les années 1970 et 1980 a suscité un fort intérêt pour la valeur nutritionnelle de ces grains. La première variété de quinoa sélectionnée aux États-Unis est apparue au milieu des années 1980 dans le Colorado. Néanmoins, c'est vraiment dans les années 1990 que l'essor du quinoa a connu son premier boom en raison de l'augmentation de la consommation mondiale. Ce fait a été la condition nécessaire pour initier la première vague d'essais mondiaux de l'espèce. (Bazile et *al.*, 2021)

Le quinoa offrait alors une nouvelle voie alternative pour la diversification des systèmes de culture en dehors de la région andine, et la production augmentait progressivement. Dans le sud de l'Europe, l'abandon progressif de la culture du coton et du tabac a trouvé dans le quinoa une espèce avec un fort potentiel de développement et des marchés en croissance. L'Italie, la Grèce et l'Espagne étaient immédiatement candidates pour tester la culture dans leurs conditions agroécologiques. Galwey (1992 *In*. Bazile et *al.*, 2021), travaillant en étroite collaboration avec J. Risi du Pérou, a développé ensemble les bases nécessaires à la compréhension des principaux éléments requis pour adapter le quinoa dans des environnements tempérés. Ils ont été les premiers à développer des programmes de sélection de quinoa en Europe, en particulier au Royaume-Uni. (Bazile et *al.*, 2021)

I.3.2. En Algérie

L'introduction de la culture du quinoa en Algérie s'est faite en 2014. Elle est cultivée à titre expérimental dans huit sites appartenant à quatre institutions ayant différentes caractéristiques agro-écologique. ITDAS, (Biskra et El-oued), INRAA, (Adrar et Ghilizane), ITGC, (Sétif, Tiaret et Guelma) et INRF (Alger). Selon le rapport de la (FOA, 2016), la culture du quinoa en Algérie peut servir à ouvrir de grandes perspectives de développement. En effet, l'intérêt de cette plante réside dans sa capacité de résistance face à des conditions climatiques extrême (sécheresse, pauvreté des sols, salinité) lui conférant une grande efficacité dans la lutte contre la désertification tout en donnant des rendements acceptables. (FAO, 2016)

I.4. Classification botanique

Chenopodium quinoa est une plante tempérée ou subtropicale qui est cultivée dans des régions où les températures peuvent atteindre jusqu'à 35 °C. D'après plusieurs études anatomiques, le scientifique Zvietcovich (1976 In. Varma & Jain, 2021) a conclu qu'il s'agit en réalité d'une plante de type C3. Dans certaines régions du monde, on a également observé qu'une température supérieure à 35 °C provoquait l'infertilité de cette plante. (Varma & Jain, 2021)

Au départ, la culture était classée dans la famille des *Chenopodiaceae*, mais une révision phylogénétique a fusionné les *Amaranthaceae* et les *Chenopodiaceae* dans la famille des *Amaranthaceae* (Groupe de Phylogénie des Angiospermes, 2003), et la plante est maintenant un membre de la sous-famille des *Chenopodioidae*. Elle fait partie de la famille des Amaranthes (*Amaranthus* spp.) et des chenopodes céréaliers himalayens tels que les formes domestiquées de *Chenopodium album* L. Plusieurs cultures telles que la betterave à sucre, la betterave rouge, le mangold, les épinards et d'autres mauvaises herbes de la famille des chénopodes appartiennent également à cette famille. Le genre *Chenopodium* comprend également plusieurs cultures céréalières en Amérique du Sud telles que *C. quinoa* Willd. Et *Chenopodium pallidicaule* Aellen, des légumes au Mexique tels que *Chenopodium nuttalliae* Safford et *Chenopodium ambrosioides* L., ainsi que des légumes ou des plantes médicinales. (Garcia et al., 2015)

La classification de l'espèce est comme suit (Varma & Jain, 2021)

- Domaine : *Eukaryota*
- Règne : *Plantae*
- Phylum : *Spermatophyta*
- Sous-phylum: *Angiospermae*

- Classe : *Dicotyledonae*
- Ordre : *Caryophyllales*
- Famille : *Chenopodiaceae*
- Genre : *Chenopodium*
- Espèce : *Chenopodium quinoa*

I.5. Description taxonomique de la plante

Le genre *Chenopodium quinoa*, connu sous le nom de quinoa (Figure 2.), a récemment été adopté par des personnes à travers le monde comme alternative aux produits protéiques d'origine animale, grâce à des bénéfices supplémentaires que la viande et la volaille ne fournissent pas. Les protéines d'origine végétale constituent un marché en plein essor, car la plupart des adolescents et des jeunes adultes s'orientent vers des régimes alimentaires « véganes », lesquels présentent un risque négligeable d'allergies, de déséquilibres hormonaux et même de certains cancers. (Varma & Jain, 2021)



Figure 2 : Plante de quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd) (09/04/2025. 10 :11)

I.5.1. La Plante

La plante possède un port érigé avec des hauteurs qui varient entre 30 et 300 cm. Ces différences d'hauteurs varient en fonction de plusieurs paramètres : le type de quinoa, types de génotypes, des conditions environnementales où elle croît, de la fertilité des sols. Par

exemple celles qui poussent dans les vallées ont plus de hauteur que celles qui poussent au-dessus de 4000 m et celles qui poussent dans des zones abritées et fertiles atteignent hauteurs plus élevées que celles cultivées dans des zones froides. La couleur prédominante de la plante est verte mais chez les plantes adultes, les couleurs de base sont rouges, pourpre et vert, selon le génotype. (Del Castillo et *al.*, 2008).



Figure 3 : Schéma de plante de quinoa (frais loubna 21/05/2025. 22 :58)

I.5.2. La racine

Le quinoa possède un système racinaire pivotant vigoureux et profondément enraciné. Des activités telles que l'émergence des plantules, y compris l'élongation des racines et la production de poils absorbants, se produisent rapidement dans des conditions d'humidité du sol adéquates, car aucune variété connue de quinoa ne présente de dormance des graines. La racine pivotante, sous le collet racinaire, se divise pour donner naissance à des racines secondaires et tertiaires. La principale raison de la résistance du quinoa à la sécheresse est son système racinaire profond et ramifié. (Varma & Jain, 2021)

I.5.3. La tige

La morphologie de la tige est divisée en deux parties : la première où la tige devient cylindrique en dessous du collet racinaire, et la seconde où elle devient anguleuse avec un agencement alterné des feuilles émanant de quatre côtés à tour de rôle sous le collet racinaire. Elle est dressée et épaisse, avec un épiderme cutinisée. À l'intérieur de la tige, on trouve une masse dépourvue de fibres, constituée d'une moelle de couleur crème. Avant la maturation et durant les premières phases de croissance, cette moelle est massive et molle, mais à mesure que la plante approche de la maturité, elle devient creuse et spongieuse. La majeure partie de la longueur de la tige est atteinte après un minimum de deux semaines, et le cortex est généralement ferme et compact. L'extérieur de la tige peut présenter différentes couleurs, le plus souvent vert, avec des aisselles qui peuvent être colorées, mais qui apparaissent principalement en rouge. (Varma & Jain, 2021)

I.5.4. Les feuilles

Les feuilles du quinoa sont épaisses, charnues, larges et glabres. Elles présentent des rainures sur leur face supérieure et sont pétiolées, avec une disposition alterne. Le limbe foliaire est de forme ovale, avec un apex obtus, une base légèrement atténuée et une marge sinueuse. La taille et la forme du limbe varient selon sa position : large et rhomboïde à triangulaire dans la partie inférieure de la plante, étroit et lancéolé dans la partie supérieure. Les bords des feuilles sont ondulés. Le limbe présente un polymorphisme marqué (rhomboïde, triangulaire ou lancéolé) et une texture épaisse et charnue. La présence d'oxalate de calcium en quantité importante donne aux feuilles un aspect granuleux en surface. Bien que généralement plats, les limbes peuvent être ondulés chez certaines variétés (Figure 4) (Varma & Jain, 2021).

Les feuilles possèdent diverses adaptations morphologiques observables qui leur permettent de résister aux conditions de pénurie d'eau pendant la croissance, telles qu'un revêtement cuticulaire cireux, des stomates protégés par une épiderme épaissie et la présence de papilles sur les deux faces. (Varma & Jain, 2021)

La plupart des jeunes feuilles, des tiges et des fleurs sont recouvertes sur les deux faces d'un certain nombre de papilles étoilées blanches, violettes ou rouges. En raison de la teneur élevée en oxalate de calcium dans les feuilles, ces papilles agissent comme des agents hygroscopiques, aidant à contrôler l'évapotranspiration excessive pour éviter la perte d'eau et favoriser sa rétention pendant les périodes de sécheresse. (Varma & Jain, 2021)

Les feuilles présentent un polymorphisme marqué au sein d'une même plante, avec des variations importantes de morphologie et de pigmentation (vert, rouge, violet) entre les différents cultivars. Les feuilles sont des amphistomatique, avec les jeunes feuilles fréquemment recouvertes de glandes à oxalate de calcium sur leur face adaxiale (Garcia et al., 2015).



Figure 4 : Morphologie des feuilles de quinoa. (Varma & Jain, 2021)

I.5.5. Les fleurs

Le genre *Chenopodium* possède des fleurs incomplètes sans pétales. Les fleurs sont soit hermaphrodites (autofécondes), soit femelles. Les fleurs hermaphrodites varient en taille, entre 2 et 5 mm ; elles présentent un péricone à cinq éléments, un pistil avec un ovaire ellipsoïdal, un stigmate à deux ou trois branches entourées de cinq étamines ; elles sont bilobées et tétraloculaires. Les fleurs femelles, qui mesurent entre 1 et 3 mm, ne contiennent que le péricone et le pistil. Les fleurs peuvent être pédicellées ou sessiles. Le péricone est composé de cinq sépales verts entourés de cristaux d'oxalate de calcium, et au centre de chaque sépale se trouve un petit faisceau vasculaire intégré dans le tissu de base. Les cellules épidermiques des sépales développent des trichomes. (Varma & Jain, 2021)

Les filaments sont relativement simples dans leur structure, où le parenchyme entoure le faisceau vasculaire, et toutes les anthères possèdent quatre sacs polliniques. (Varma & Jain, 2021)

Les bourgeons floraux sont organisés en inflorescences typiques avec un axe central et des axes secondaires et tertiaires. Ils peuvent être de forme lâche (amaranthiforme) ou de forme compacte (glomérule). (Garcia *et al.*, 2015)



Figure 5 : Gros plan des têtes de fleurs de quinoa (07/05/2025. 09 :08)

Toutes les fleurs s'ouvrent généralement en 12 à 15 jours après le début de la période de floraison (Gandarillas 1979 *In.* Varma & Jain, 2021), et chaque fleur reste ouverte pendant environ 5 à 13 jours (Erquinigo 1970 *In.* Varma & Jain, 2021). Il a été observé que la floraison commence par l'apex dans chaque glomérule. Le quinoa peut se reproduire par autopolinisation ou pollinisation croisée. Le taux de pollinisation croisée varie et dépend de plusieurs facteurs environnementaux, mais les expériences menées montrent qu'il est inférieur à 10 %. (Varma & Jain, 2021)

I.5.6. Les graines

Il constitue le fruit mûr sans le péricarpe. Qu'il soit lenticulaire, ellipsoïdal, conique ou sphéroïdal, Il comprend trois parties bien définies (Figure 6) : l'épisperme, l'embryon et le périsperme. L'embryon périphérique entoure le périsperme central (tissus de réserve) et se trouve couvert par le péricarpe et deux assises tégumentaires. (Prego *et al.*, 1998).

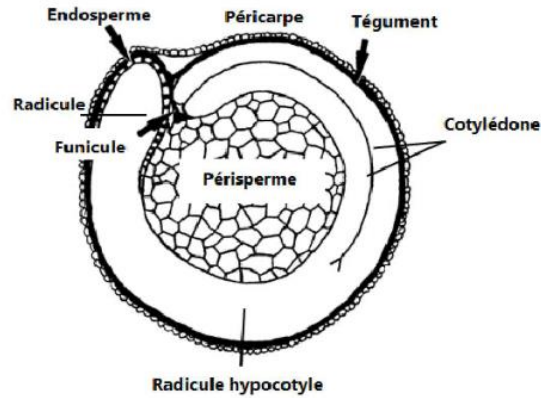


Figure 6 : Illustration de la graine de quinoa en coupe transversale (Hariadi et *al.* 2010).

Il existe peu d'informations sur le rendement en graines, la qualité des graines et la germination des plants de quinoa cultivés en environnements salin. Toutefois, il est important de les connaître non seulement pour des raisons économiques, mais aussi pour comprendre les mécanismes responsables de la survie des graines. (Koyro & Eisa, 2022)

On sait que les graines de quinoa possèdent trois zones de réserves alimentaires : un péricarpe central volumineux, un embryon périphérique et un endosperme monocouche ou bicouche entourant l'axe hypocotyle-racine de l'embryon. Des analyses cytochimiques et ultrastructurales ont révélé que les grains d'amidon occupent les cellules du péricarpe, tandis que les corps lipidiques, les corps protéiques et les proplastes contenant des dépôts de phytoferritine sont les principaux composants de stockage dans les cellules de l'endosperme et des tissus embryonnaire. L'endosperme contient principalement du phosphore, du potassium et du magnésium. (Koyro & Eisa, 2022)

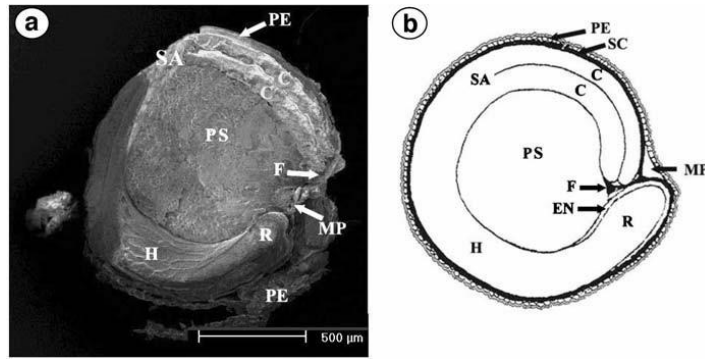


Figure 7 : Structure de graine de Quinoa

(a) Coupe longitudinale médiane du grain. Le péricarpe (PE) recouvre la graine. L'embryon est constitué d'un axe hypocotyle-radicule (H et R) et de deux cotylédons (C). Endosperme : EN, région micropylaire : MP, apex de la pousse : SA, Scutellum : SC, péricarpe : PS, Funicule : F. (b) Schéma de la graine ; (Koyro & Eisa, 2022)

Les graines sont lisses ou avec un cuir chevelu fin avec des couleurs allant du blanc, jaune, rouge, violet, marron au noir (selon la variété) (Figure 08). Dans le quinoa, le péricarpe contient des saponines qui transmettent la caractéristique du goût amer. Le principal tissu de stockage de la graine est le péricarpe. (Valcárcel-Yamani & Lannes 2012).

Les graines sont généralement quelque peu aplaties, mesurent entre 1 et 2,6 mm, et environ 250 à 500 graines constituent 1 g. Elles présentent également une grande variété de couleurs blanc, jaune, rouge, violet, brun et noir, entre autres. L'embryon de la graine peut représenter jusqu'à 60 % du poids total et forme un anneau autour de l'endosperme. La racine pivotante (de 20 à 50 cm de long) est fortement ramifiée et forme un réseau dense de radicelles qui pénètrent à une profondeur équivalente à la hauteur de la plante. (González et al., 2015)

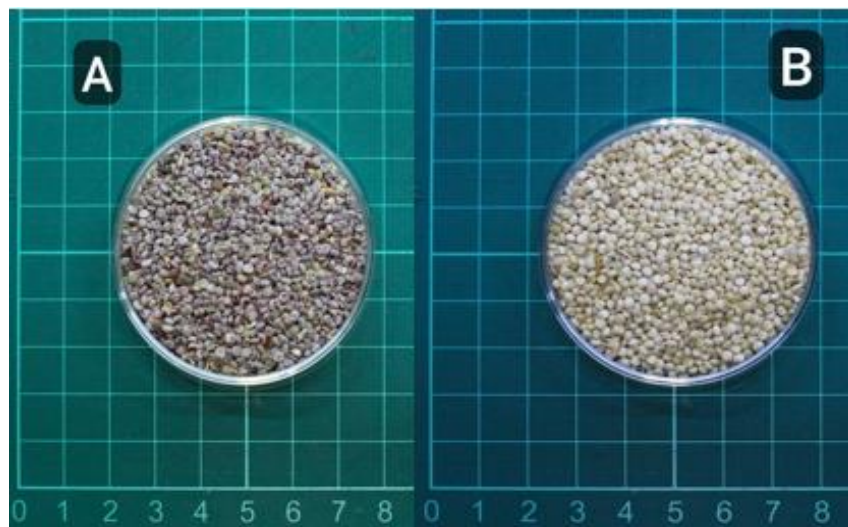


Figure 8 : Grains de quinoa (A) et blanc (B).

Les fruits (Figure 9) ont une forme de grain et contiennent environ 15 % d'humidité à la récolte. Les pseudo-grains (embryon dicotylédone, épisperme et périsperme) sont intégrés dans un périgone (structure foliaire modifiée) qui doit être retiré lors du traitement post-récolte. En général, les grains gros et sucrés, de couleur blanche, sont préférés sur le marché international, bien que récemment, les grains colorés deviennent populaires sur les marchés exotiques. (Garcia et al., 2015)

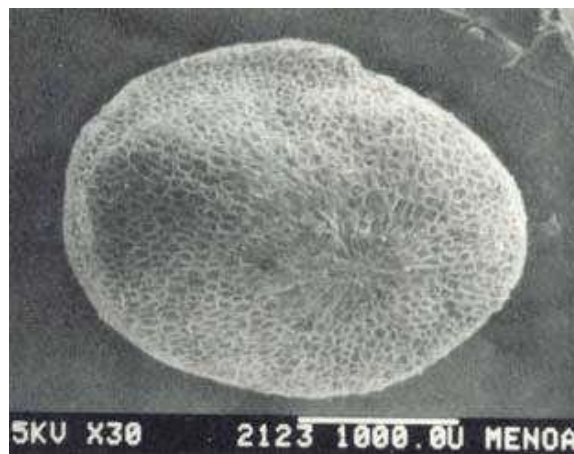


Figure 9 : Vue ventrale du fruit du quinoa au microscope électronique à balayage (Gallardo et al. 1997).

I.6. Biologie reproductive du quinoa

Le quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) est une dicotylédone d'une hauteur variable (0,3 à 3 m), dont le port et la ramification dépendent du génotype et des conditions environnementales. Ses feuilles polymorphes présentent des bords dentés : les feuilles basales sont rhomboïdales à triangulaires, tandis que les feuilles apicales sont lancéolées. Leur limbe est recouvert de cellules à oxalate de calcium, jouant un rôle dans la rétention d'eau et la réduction de l'évapotranspiration en modulant l'humidité stomatique (Sosa et al., 2017).

L'inflorescence est une panicule aux colorations variées (verte, violette, rouge, ou combinées), prenant à maturité des teintes diversifiées (blanche, rose, jaune, etc.). Sa morphologie peut être : Glomérulaire (arrondie), Amaranthiforme (allongée) et Lâche ou compacte (selon la longueur des pédicelles)

Les fleurs, apétales, sont soit hermaphrodites (avec 5 étamines et un pistil à 2-3 stigmates plumeux), soit pistillées. La floraison dure 12-15 jours, chaque fleur restant ouverte 5-7 jours. Le fruit est un akène indéhiscent contenant des saponines dans son épicarpe (Sosa et *al.*, 2017).

Bien que la phénologie du quinoa soit cruciale pour la recherche agronomique, il n'existe pas de consensus international pour sa quantification. Les échelles existantes présentent des lacunes : (a) incohérences dans la description des stades (floraison primaire vs secondaire, omission des phases végétatives), (b) absence d'illustrations ou de critères post-anthèse (remplissage des grains, sénescence).

Une proposition repose sur un système décimal (stades principaux 0-9 et secondaires 0-9), déjà appliqué à d'autres cultures. Cette approche vise à standardiser l'identification des stades via des marqueurs morphologiques visibles (sans équipement spécialisé), en intégrant des paramètres comme la taille relative (pourcentage de la hauteur finale). L'objectif est d'établir une échelle universelle et pratique pour harmoniser les études et les programmes de sélection (Sosa et *al.*, 2017)

I.7. Exigences environnementales du quinoa

I.7.1 Exigences édaphiques

La culture peut être cultivée dans des sols dont la texture varie du sable à l'argile, bien que les sols avec un bon drainage soient préférables pour sa croissance et l'obtention d'une bonne récolte. En Amérique du Sud, elle est de préférence cultivée dans des zones agricoles marginales. Ces zones marginales sont sujettes à la sécheresse et présentent une fertilité naturelle du sol faible à médiocre. Ces sols ont également un drainage insuffisant ou excessif et sont très acides (pH de 4,8) à alcalins (8,5). La culture peut également bien se développer sur des sols sableux limoneux à limoneux sableux. Cependant, en Europe, elle peut être cultivée sur une variété de sols, y compris des sols marginaux avec une plage de pH allant de 4,5 à 9,5. En Grèce centrale, elle prospère bien dans des sols allant du sable au limon sous une large gamme de pH (4,8–8,5). De plus, elle est tolérante aux sols salins et peut être irriguée avec de l'eau riche en sels. Le quinoa, étant une halophyte facultative, peut être cultivée dans des conditions extrêmes de sols salins avec une conductivité électrique élevée allant jusqu'à 52 dS/m. (Singh et *al.*, 2021)

I.7.2 Exigences climatiques

L'agriculture est un secteur très vulnérable au changement climatique. Elle peut être directement influencée par les modifications de la croissance et de la phénologie des cultures (en raison de l'augmentation significative des niveaux de CO₂ et des températures), mais aussi par l'apparition plus fréquente d'événements extrêmes (vagues de chaleur, gel, sécheresses, inondations, tempêtes de grêle, diminution des ressources en eau) et par l'augmentation du risque de maladies et de ravageurs des plantes. De plus, l'impact indirect sur la production agricole aura des répercussions sociales et économiques importantes à l'échelle mondiale, car la fréquence croissante des événements climatiques extrêmes affectera négativement le secteur du commerce, les revenus des agriculteurs, l'agro-industrie, la chaîne d'approvisionnement alimentaire et la sécurité alimentaire. (Jovanovic et *al.*, 2021)

Afin d'atténuer les effets du changement climatique sur l'agriculture, la FAO a introduit le concept *Climate-Smart Agriculture* (CSA) qui signifie agriculture intelligente face au climat dans les régions et pays les plus vulnérables. Le système CSA est associé à des actions visant à répondre aux besoins spécifiques des exploitations agricoles locales en intégrant des technologies adaptées pour accroître la productivité agricole et les revenus, tout en réduisant, lorsque cela est possible, les émissions de gaz à effet de serre. (Jovanovic et *al.*, 2021)

I.7.3 Les besoins en eau

Le quinoa, bien que résistant à la sécheresse, est traditionnellement cultivé en régime pluvial, compris dans des zones semi-arides et arides. Cependant, les rendements restent généralement faibles dans ces conditions. Les besoins hydriques de cette culture ne constituent pas une valeur fixe, mais se situent généralement entre 250 et 380 mm (incluant précipitations et irrigation complémentaire) sur des sols de texture limono-sableuse à sablo-limoneuse. Le quinoa présente une efficacité d'utilisation de l'eau particulièrement élevée. Dans les systèmes de production andins, la pratique de l'irrigation demeure peu répandue, malgré son potentiel pour améliorer les rendements. (Singh et *al.*, 2021)

Le quinoa, bien que classé parmi les plantes au métabolisme C3, présente d'importantes capacités d'adaptation à la sécheresse grâce à trois mécanismes complémentaires : échappement, tolérance et évitement. Ces adaptations lui confèrent également une résistance à d'autres stress abiotiques comme le gel. La plante met en œuvre plusieurs stratégies d'évitement hydrique, notamment un système racinaire développé (ratio racine/tige élevé), une réduction de la surface foliaire par chute des feuilles, une régulation stomatique

dynamique et la présence de glandes vésiculaires spécialisées contenant des cristaux d'oxalate de calcium. Ces dernières, caractérisées par des parois cellulaires épaisses, permettent de maintenir la turgescence cellulaire même en conditions de stress hydrique sévère. Cependant, la plante reste vulnérable lorsque la sécheresse survient durant les stades phénologiques sensibles (émergence, floraison et remplissage du grain), pouvant entraîner des baisses significatives de rendement (Singh et al., 2021).

I.8. Noms communs du quinoa

Le nom commun préféré du *Chenopodium quinoa* est le quinoa, et à l'échelle internationale, il est également connu sous le nom *el quinua* (en espagnol) et de Chenopode quinoa (en français). (Varma & Jain, 2021)

Le terme "quinoa" constitue l'appellation vernaculaire principale de *Chenopodium quinoa* Willd. Au niveau international. Cette espèce est également désignée par :

"*El Quinua*" : appellation hispanophone largement répandue,

"Chénopode quinoa" : dénomination française d'usage scientifique,

"Riz des Incas" : appellation historique parfois employée et il est aussi appelé "graine d'or des Incas",

"Petit riz du Pérou" : terme vernaculaire occasionnel,

En arabe on utilise la traduction littérale : *el-quinua* « الكينوا »

Ces différentes dénominations reflètent à la fois : La diffusion géographique de la culture, Son importance historique dans les civilisations andines et sa classification botanique précise (Varma & Jain, 2021)

I.9. Calendrier agricole du quinoa

I.9.1. Dates de plantation du quinoa

Dans ses zones de culture originelles, le mois de novembre est considéré comme le meilleur moment pour commencer la plantation. Cependant, dans notre région, le mois de septembre est le moment idéal pour la plantation. La densité de semis est d'environ 100 000 à 160 000 plants par hectare, la maturité étant atteinte après 90 à 120 jours, suivie de la récolte.

Le moment, la quantité et la répartition des précipitations jouent également un rôle clé dans la détermination de la date des semis, comme on l'observe en Colombie, où le quinoa est

semé de fin août à début septembre. Au Maroc, le rendement en quinoa a diminué de 1,3 tonne/ha lorsque la date de semis a été retardée de février à avril sous des conditions irriguées. Une étude menée au Japon pour déterminer la date de semis optimale pour différents génotypes de quinoa issus de diverses régions environnementales a recommandé un semis en mars. Les variétés précoces de quinoa ont atteint une productivité économique acceptable dans le sud-ouest de l'Allemagne, avec des rendements en grains variant de 1,7 à 2,4 t/ha. L'amélioration des caractéristiques de qualité nécessite des efforts de sélection et de croisement. Jacobsen a souligné l'importance de la précocité de maturation des variétés de quinoa cultivées dans les régions froides, car elle joue un rôle essentiel dans l'obtention de la productivité souhaitée. (Salim et al., 2024)

La culture du quinoa a été introduite en Irak grâce à des initiatives personnelles, en raison de sa haute valeur nutritionnelle et de sa capacité à pousser dans des zones pauvres et marginales. Il est donc essentiel de déterminer la période de semis la plus adaptée pour cette culture nouvellement introduite en Irak. Des observations initiales ont été menées sur 12 dates dans plusieurs sites au cours de la saison 2014/2015, et les résultats préliminaires indiquent que la période optimale pour la croissance du quinoa se situe entre février et mars. (Salim et al., 2024)

I.9.2. Cycle de vie et utilisation du quinoa

La durée du cycle cultural varie selon les conditions : de 8 mois (240 jours) en haute altitude à 4 mois (120 jours) en zones arides. Les variétés se classent en : précoces (100-120 jours), semi-précoces (150-160 jours) et tardives (180-200 jours). La période semis-récolte moyenne est de 160-180 jours (Fedsî & Seggani, 2022).

Varma & Jain (2021) présentent les phases de cycle de vie de la plante (Figure 10) :

A. Phase 0 : Germination de la graine

La germination, de type épigé, débute par l'imbibition des graines et l'émergence de la racine. L'hypocotyle se développe ensuite, amenant les cotylédons à la surface du sol.

B. Phase 1 : Émergence et développement des feuilles

Les premières feuilles apparaissent par paires après la séparation des cotylédons. Les limbes foliaires se déploient progressivement pour initier la photosynthèse.

C. Phase 2 : Développement des tiges secondaires

Le développement des tiges secondaires intervient à ce stade, avec une chronologie variable selon le génotype (avant ou après l'inflorescence)

D. Phase 3 : Allongement de la tige

L'allongement de la tige chez le quinoa se produit simultanément avec le développement des feuilles, la croissance des pousses secondaires (tiges secondaires), ainsi que l'émergence des inflorescences et la floraison.

E. Phase 4 : Développement des parties végétatives

Les organes végétatifs (feuilles, tiges) atteignent leur taille maximale durant cette phase.

F. Phase 5 : Apparition de l'inflorescence

On observe généralement que cette phase se produit avant la fin du développement des feuilles sur la tige. Initialement, l'inflorescence n'est pas visible car elle est couverte par les jeunes feuilles environnantes, mais après l'allongement des feuilles, elle peut être repérée visuellement d'en haut. À ce stade, toutes les fleurs sont encore fermées.

G. Phase 6 : Floraison

Lorsque les anthères sont extrudées, la floraison commence. Une fin précoce de la floraison suit ensuite l'anthèse, qui débute avec la sénescence des premières anthères de l'inflorescence principale. À ce stade, la couleur de l'inflorescence peut changer en fonction du génotype. L'anthèse est considérée comme complète lorsque toutes les anthères sont sénescentes.

H. Phase 7 : Développement du fruit

L'épaississement de l'ovaire indique le début du développement du fruit, suivi de l'apparition du premier ensemble visible de grains.

I. Phase 8 : Maturation

La couleur du péricarpe passe du vert au beige, au rouge ou au noir. À ce stade, la teneur en eau de l'akène varie et sa texture est également modifiée.

J. Phase 9 : Sénescence

Cette phase traite de la sénescence de la plante et de la maturation des fruits. La sénescence commence par les feuilles basales, puis progresse vers le haut, tandis que la tige reste verte. Ensuite, les feuilles meurent et la tige change de couleur, passant du jaune au brun. Finalement, toute la plante devient brune, se dessèche et meurt.

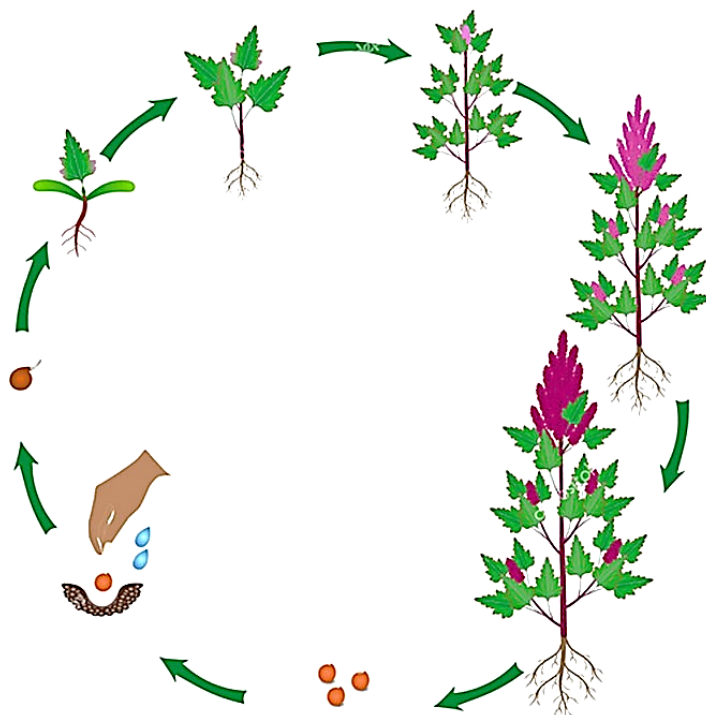


Figure 10 : Cycle de vie du quinoa (Varma & Jain, 2021)

I.10. Utilisations du quinoa :

Le quinoa peut être utilisé dans l'alimentation humaine et animale mais aussi dans le domaine médicinal et industriel. (Coulibaly, 2020)

I.10.1 Alimentation humaine

Les graines de quinoa peuvent être consommées comme le riz ou transformées en farine pour en faire du pain. Chez les peuples Andins elles étaient cuites et ajoutées aux soupes où elles étaient cuisinées comme les céréales sous forme de pâtés. Elles pouvaient être fermentées pour en faire de la bière. Les feuilles sont consommées comme celles des épinards cuites ou en salade. De nos jours, le quinoa est vendu dans les grandes surfaces sous forme de jus, soupe, pain, céréales, pâtes, biscuits, galettes, formules alimentaires pour bébés. En 2015, au Burkina Faso, l'Institut de Recherche en Sciences Appliquée et Technologies a transformé les graines du quinoa en mets locaux (gnongon, dégué, biscuits, crêpes, couscous). (Coulibaly, 2020).

I.10.2 Alimentation animale

Le quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) possède une polyvalence remarquable, se prêtant à diverses applications :

- Alimentation humaine (grains, farine, produits transformés)
- Alimentation animale (fourrage, complément nutritionnel)

- Usages médicaux (propriétés antioxydantes, anti-inflammatoires)
- Applications industrielles (cosmétiques, bioplastiques)

Cette diversité d'utilisations en fait une ressource précieuse pour les secteurs agricole, nutritionnel et économique (Coulibaly, 2020).

I.10.3. Utilisations industrielles

Le quinoa est utilisé pour l'extraction des huiles alimentaires et la fabrication de farine panifiable en mélange avec la farine du blé. La poudre, contenant de la saponine, est utilisée dans la fabrication de savon, champoings, dentifrice et dans les produits détergents. (Coulibaly, 2020).

I.10.4. Utilisations médicales

Les feuilles, les tiges et les grains de quinoa sont utilisés pour un but médical depuis longtemps par les habitants des Andes afin de guérir les blessures, réduire l'enflure, calmer la douleur des dents et désinfecter le canal urinaire. La plante peut être utilisée comme un antibiotique ou servir à la production de vaccins contre le cancer.

Un autre ravageur important, présent tout au long du cycle de culture, est la teigne « ticonas », qui est en réalité un groupe complexe d'au moins quatre genres. Les larves de ces insectes sont très nuisibles. Une seule larve par plante suffit à causer des dégâts sérieux. Sur l'Altiplano central et sud de la Bolivie, l'insecte lépidoptère *Eurysacca melanocamta* Meyrick (K'cona K'cona) est particulièrement destructeur, surtout au stade larvaire. Cette espèce peut survivre toute l'année grâce à plusieurs hôtes possibles (PROINPA Foundation 2003c). Pour tous les ravageurs et maladies, des pesticides (qu'ils soient chimiques ou biologiques) doivent être appliqués au bon stade du cycle de développement de l'insecte ou du champignon. (Garcia et al., 2015)

En plus des insectes et des champignons, les oiseaux et les rongeurs représentent un problème émergent et constituent l'une des principales causes de perte de rendement dans les cultures de quinoa. (Garcia et al., 2015)

II. les stomates

Les stomates sont le principal moyen des plantes pour les échanges en l'eau, régulent les échanges gazeux et sont responsables du processus de photosynthèse et de transpiration. Les stomates sont entourés de cellules de garde, qui aident à contrôler le taux de transpiration en ouvrant et en fermant les stomates. Les états des stomates (ouverts et fermés) jouent un rôle important dans la description de la santé de la plante. De plus, le comptage des stomates est

important pour les scientifiques afin d'étudier le nombre de stomates ouverts et fermés pour mesurer leur densité et leur répartition à la surface des feuilles grâce à différentes techniques d'échantillonnage. (Razzaq *et al.*, 2021)

L'évolution des stomates est une adaptation cruciale survenue il y a environ 400 millions d'années, et ils sont encore aujourd'hui largement identiques à ce qu'ils étaient. Leur évolution est liée au développement d'une cuticule, qui a permis aux plantes de prospérer dans des habitats aux conditions environnementales fluctuantes. Cependant, les plantes n'ont pas pu éviter le dilemme entre l'apport en dioxyde de carbone et la perte d'eau par transpiration, mais certaines adaptations se sont développées pour diminuer ces pertes. Par ce fait, la diversité des stomates est souvent liée à leur adaptation à différentes conditions environnementales (Hetherington et Woodward, 2003 *In.* Abas & Dubé, 2017).

II.1. Structure des stomates

Les stomates sont des structures microscopiques spécialisées situées dans l'épiderme de la plante. Ils sont constitués d'une paire de cellules de garde entourant une ouverture centrale appelée ostiole, qui mène à une chambre sous-stomatique reliée aux espaces intercellulaires du mésophylle. Les stomates jouent un rôle essentiel dans la régulation des échanges gazeux (dioxyde de carbone, oxygène) et dans le contrôle de la perte d'eau par transpiration, ce qui en fait un élément clé de l'équilibre hydrique et du fonctionnement physiologique de la plante. (Cutler *et al.*, 2007).

Les cellules de garde fonctionnent selon un mécanisme précis répondant aux signaux environnementaux et internes ; elles modifient leur forme en fonction des variations de pression de turgescence, entraînant l'ouverture ou la fermeture de l'ostiole. Leurs caractéristiques structurales, telles que l'épaisseur inégale de leurs parois cellulaires, soutiennent ce mécanisme (Abas & Dubé, 2017). Toutefois, cette capacité de régulation peut être altérée en cas de stress hydrique sévère, où les stomates peuvent rester ouverts malgré le besoin de la plante de limiter la perte d'eau, entraînant ainsi d'importants dommages physiologiques (Cutler *et al.*, 2007).



Figure 11 : Structure des stomates (22/04/2025. 09 :42)

II.2. Types de stomates

L'agencement des cellules subsidiaires (Annexes) autour des stomates constitue un caractère anatomique de grande importance pour la taxonomie végétale ou pour l'identification de fragments foliaires. Les stomates dépourvus de cellules subsidiaires sont appelés anomocytaires, car les cellules qui les entourent ne se distinguent pas des autres cellules épidermiques. Ceux qui possèdent deux cellules subsidiaires situées aux pôles opposés sont dits diacytiques, tandis que les stomates avec deux cellules subsidiaires placées latéralement sont appelés paracytiques. Les tétracytiques possèdent quatre cellules subsidiaires, et lorsqu'il y a trois cellules subsidiaires de tailles inégales entourant la paire de cellules de garde, le stomate est dit anisocytique. Bien que certaines espèces puissent présenter plusieurs types de stomates sur une même feuille, la majorité des plantes n'en possèdent qu'un seul type. Cela permet d'utiliser ce critère pour restreindre l'identification d'une plante. Toutefois, comme de nombreuses familles végétales partagent les types les plus courants, tels que les types paracytique et tétracytique, il est essentiel de comparer l'ensemble des caractères disponibles avec les sources de référence pour confirmer l'identité de l'espèce (Cutler et *al.*, 2007).

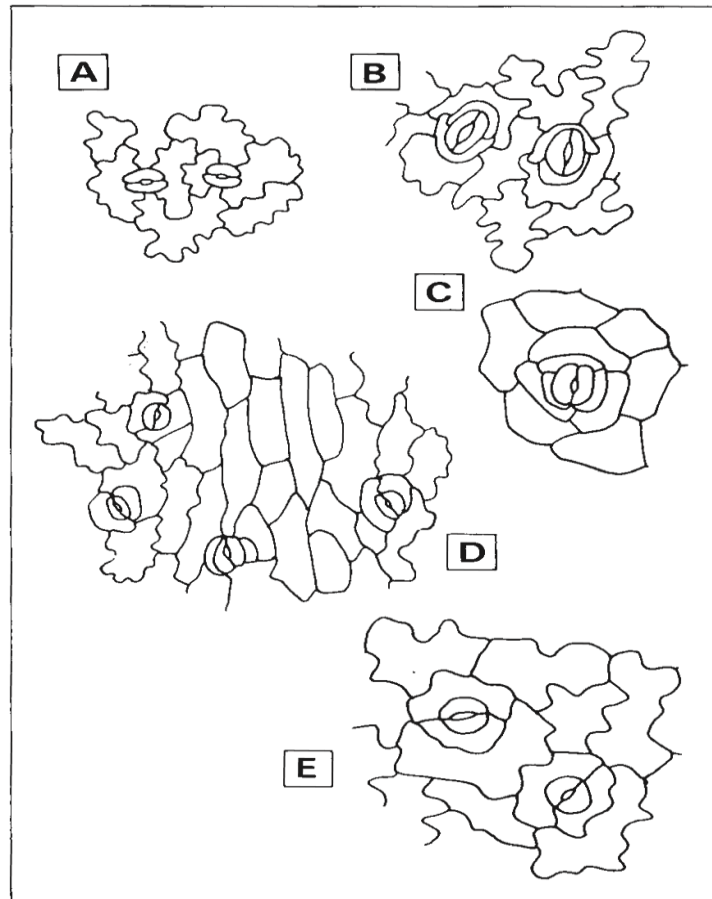


Figure 12 : Faces adaxiales des feuilles montrant divers types de stomates :

- (a) *Chrysanthemum leucanthemum*, stomates anomocytaires. $\times 109$. (b) *Justicia cydonifolia*, stomates diacytiques. $\times 218$. (c) *Plumbago zeylanicum*, stomates anisocytaires. $\times 218$. (d) *Convolvulus arvensis*, stomates paracytiques. Remarquez les cellules allongées au-dessus des nervures. $\times 109$. (e) *Acacia alata*, stomates paracytiques. $\times 218$. (Cutler, et *al.*, 2007).

II.3. Distribution sur l'épiderme foliaire

L'emplacement des stomates sur les feuilles varie selon le type de plantes. Chez la majorité des plantes, les stomates sont situés sur le côté abaxial, soit la partie inférieure de la feuille, pour réduire les pertes d'eau. Au niveau des plantes hydrophytes, les espèces à feuilles flottantes en ont sur la face adaxiale, soit celle qui émerge de l'eau, alors que les espèces à feuilles submergées en sont en général dépourvues. Les monocotylédones quant à eux possèdent environ la même quantité de stomates sur les deux faces. (Abas & Dubé, 2017)

Tableau 1 : Densité stomatique chez certaines espèces selon Bolhàr-Nordenkampf HR & Draxler G (1993) et Woodward FI & Kelly CK (1995). *In.* Roger M. R. (2003)

<i>Species</i>	STOMATA FREQUENCY	
	per square millimeter leaf surface	
	Upper surface	Lower surface
Grasses:		
<i>Avena sativa</i> (oats)	25 - 48	27 - 35
<i>Phragmites communis</i> (riparian)	426 - 536	493 - 754
<i>Saccharum officinarum</i> (sugar cane)	59 - 167	176 - 351
<i>Lolium perenne</i> (English rye grass)	70	9
<i>Oryza sativa</i> (rice)		931
<i>Zea mays</i> (corn)	52 - 94	68 - 158
Herbaceous plants:		
<i>Arachis hypogaea</i> (peanut)		15 - 20
<i>Helianthus annuus</i> (sunflower)	27 - 326	90 - 408
<i>Phaseolus vulgaris</i> (bean)	8 - 16	132 - 184
<i>Solanum tuberosum</i> (potato)	10 - 20	230
<i>Trifolium pratense</i> (clover)	207	335

II.4. Densité et grosseur

La taille et la densité des stomates varient de manière inversement proportionnelle selon les espèces et les conditions environnementales. Les petits stomates peuvent s'ouvrir et se fermer plus rapidement, et puisqu'ils sont présents en plus haute densité, ils permettent à la plante un meilleur contrôle des échanges gazeux. Les stomates réniformes plus larges sont plus lents à se fermer et démontrent un plus grand potentiel de dysfonctionnement hydraulique sous des conditions de stress hydrique. On les retrouve chez les plantes poussant dans des environnements plus humides. (Abas & Dubé, 2017)

III. Caractères floraux et reproductifs

III.1. L'inflorescence : Structure et organisation

L'inflorescence de la plante peut être observée en premier, environ 7 semaines après le semis des graines. L'inflorescence se compose d'un certain nombre de grappes (panicules), qui proviennent du sommet des aisselles de la plante entière. Deux types d'inflorescences sont connus : glomérulaire, où de petits groupes de fleurs (glomérules) proviennent d'axes tertiaires, et amaranthiforme, dont les glomérules proviennent principalement d'axes secondaires. (Jain, 2021)

Les échelles décrivant l'ontogenèse du méristème apical lors de la transition vers la phase reproductive sont utiles non seulement pour comprendre les aspects morphogénétiques du développement, mais aussi comme base pour la recherche physiologique, l'amélioration variétale et la prise de décisions en matière de gestion agricole. *Chenopodium quinoa* Willd. Est un pseudo-céréale qui a récemment attiré l'attention en tant que culture commerciale en raison de ses qualités nutritionnelles (teneur en protéines et équilibre en acides aminés) et de son adaptabilité aux conditions agricoles marginales. Originaire de la région andine, il est cultivé du sud de la Colombie (région de Nariño, latitude 2° N) au sud du Chili (Mont Cochrane, latitude 47° S). L'espèce a été classée dans la sous-section *Cellulata* du genre *Chenopodium*. L'inflorescence du quinoa est une panicule avec un axe principal, à partir duquel émergent des axes secondaires et tertiaires. Deux types d'inflorescences ont été décrits pour le quinoa : amaranthiforme et glomérulé. Dans le type amaranthiforme, les glomérules (courtes branches portant un groupe de fleurs ou de grains) sont insérés directement sur les axes de second ordre, tandis que dans le type glomérulé, les glomérules sont insérés sur les axes de troisième ordre (voir les diagrammes des types d'inflorescences dans la Figure 1)

Les fleurs de quinoa sont dépourvues de pétales et existent sous deux formes : pistillées et parfaites. Une fleur parfaite possède cinq sépales, cinq anthères et un ovaire supérieur dont émergent deux ou trois branches stigmatiques. En général, les fleurs parfaites. (Bertero et al., 1996)

Sont situées à l'extrémité distale des glomérules, tandis que les fleurs pistillées se trouvent à l'extrémité proximale. (Bertero et al., 1996)

Gifford et Tepper (1961) ont partiellement décrit l'ontogenèse de l'inflorescence de *Chenopodium album* sur la base d'observations microscopiques de sections d'apex. Ils ont identifié l'apparition de primordia de bourgeons dans l'aisselle de très jeunes feuilles comme le premier signe de la transition du stade végétatif au stade reproducteur. Quelques jours plus tard, une inflorescence composée primordiale devient visible, consistant en un apex terminal conique avec de nombreuses inflorescences primordiales subjacentes, attachées à l'axe primaire de l'inflorescence et sous-tendues par de petites bractées linéaires. L'apex principal génère d'abord des primordia d'inflorescences latérales, puis se développe en une fleur terminale. (Bertero et al., 1996)

Chez *Chenopodium amaranticolor*, l'élongation de l'apex au-dessus du primordium foliaire le plus jeune a été identifiée comme le premier signe d'initiation floral, grâce à des observations stéréomicroscopiques de spécimens disséqués. Cela est suivi par une augmentation rapide du taux d'initiation des primordia de bourgeons par rapport à celui des

primordia foliaires, entraînant une diminution du nombre de primordia foliaires ne présentant pas de primordia de bourgeons axillaires. Pour le quinoa. (Bertero et *al.*, 1996)

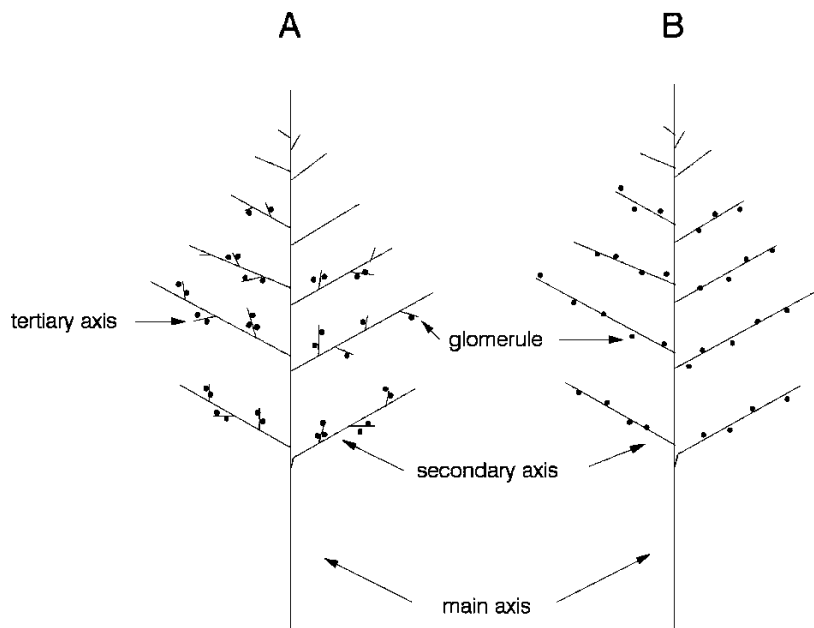


Figure 13 : Types d'inflorescences.

A, inflorescence glomérulaire B, inflorescence amaranthiforme.

(Bertero et *al.*, 1996)

III.2. Les fleurs : Morphologie et fonction

L'anthèse du quinoa commence à l'apex de chaque glomérule, où les fleurs hermaphrodites et femelles s'ouvrent simultanément. La majorité des fleurs s'ouvrent le matin, avec un pic à midi. La pluie réduit le nombre de fleurs ouvertes. (Gomez-Pando, 2013)

La déhiscence des anthères se produit du matin jusqu'en fin d'après-midi, atteignant son maximum à midi, moment où de grandes quantités de pollen sont libérées. Les fleurs restent ouvertes entre 5 et 13 jours. (Gomez-Pando, 2013)

Les caractéristiques anatomiques, structurales et développementales des fleurs, des graines et des fruits du quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) ont été étudiées à l'aide d'un microscope optique afin de comprendre leur structure et de contribuer aux études écologiques sur cette espèce. (Abdelbar 2018)

- Les plantes produisent des inflorescences en panicule contenant des fleurs hermaphrodites et pistillées.

- La fleur hermaphrodite possède 5 sépales imbriqués et 5 étamines, dont les filaments forment un anneau de tissu nectarifère entourant l’ovaire et comportant des stomates modifiés.
- L’ovaire est composé de deux carpelles, uniloculaire avec un ovule campylotrope attaché à une placentation basale.
- Le transport des nutriments vers la graine se fait via les éléments phloémiens hautement sélectifs intégrés dans le faisceau vasculaire du funicule.
- Dans le fruit mûr, la couche externe du péricarpe peut se remodeler et retrouver sa turgescence après immersion dans l’eau, facilitant ainsi une germination rapide.

Les graines possèdent des parois cellulaires épaisses, maintenant l’humidité de l’embryon et du péricarpe, ce qui augmente leur dureté, constituant ainsi une adaptation aux environnements arides. (Abdelbar 2018)

III.3. Les fruits : Développement et maturation

L’étude de la structure du fruit du quinoa (*Chenopodium quinoa*) avant et après la germination, réalisée par microscopie électronique, met en évidence plusieurs caractéristiques morphologiques. (Varriano-Marston & Defrancisco ,1984)

- Les enveloppes protectrices comprennent :
 - Un périlanthe composé de cellules faiblement adhérentes, facilement éliminées par lavage.
 - Un péricarpe et deux couches tégumentaires protégeant la graine.
- Les granules d’amidon dans le péricarpe sont disposés en agrégats oblongs de 18 à 20 µm.
- Après 24 heures de germination, l’amidon subit une hydrolyse limitée, avec une érosion amylolytique au niveau du hile et en périphérie des granules.
- Les cellules embryonnaires non germées contiennent des corpuscules protéiques riches en phosphore.
- Une hydrolyse quasi complète des corpuscules protéiques a lieu en 24 heures, laissant de grandes vacuoles centrales dans les cellules embryonnaires.

Le quinoa (*Chenopodium quinoa*) est consommé comme une céréale, bien qu’il possède des caractéristiques chimiques et anatomiques uniques. Il contient des saponines, des composés

amers et toxiques, facilement éliminées par lavage. Leur localisation précise dans le fruit reste inconnue. (Varriano-Marston & Defrancisco ,1984)

L'amidon, principal constituant, est stocké dans le péricarpe et non dans l'endosperme. Les granules d'amidon sont de petite taille et polygonaux, influençant leur hydrolyse enzymatique. Peu d'études ont été menées sur ses propriétés physicochimiques.

Le fruit du quinoa germe rapidement après absorption d'eau, entraînant une désorganisation cellulaire en 24 heures. L'action amylolytique y est limitée, probablement en raison de la structure des granules d'amidon. Une meilleure compréhension de cette sensibilité enzymatique serait précieuse pour la nutrition et la transformation du quinoa.

(Varriano-Marston & Defrancisco ,1984)

III.3.1 Pollinisation chez le quinoa

Le quinoa est en grande partie autogame, bien que certains croisements soient également possibles. Dans les études menées au Pérou et en Bolivie, le taux de pollinisation croisée de différents génotypes variait de 1,5 % à une distance de 20 m à 9,9 % à une distance de 1 m. Certaines études menées aux États-Unis ont montré des taux similaires de pollinisation croisée, avec un taux de croisement supérieur à 10 %. En Argentine-Mendoza, des taux de croisement de 17,36 % ont été observés. La quantité de pollinisation croisée dépend (a) de la proportion de différents types de fleurs dans l'inflorescence ; (b) La proportion de fleurs hermaphrodites sur la plante, qui peut varier de 2 % à 99 % ; (c) Nombre de fleurs hermaphrodites non stériles ; (iv) La présence d'auto-incompatibilité et de reproduction primaire ; (v) L'environnement et la présence d'insectes. Les températures supérieures à 30°C ou inférieures à 30°C retardent la floraison et affectent la viabilité du pollen. Des études de pollinisation éolienne du quinoa fertile (CO 407) à inflorescence orange et du quinoa semi-isopolyploïde (CO 407R) à inflorescence rouge ont montré que le pollen pouvait être transporté jusqu'à 36 cm. En Amérique du Sud, le pollen peut être transporté par des insectes tels que les thrips et les pucerons verts (*Aphis* sp.). Cependant, dans la vallée de San Luis, au Colorado, aucune activité d'insectes n'a été observée dans les fleurs, malgré la présence de diverses espèces de diptères. La visite des fleurs de quinoa peut augmenter la distribution du pollen par le vent. Cependant, il existe également des rapports de cas extrêmes d'autopollinisation complète par pollinisation partielle (Nelson 1968) et de croisements forcés en raison de l'auto-incompatibilité et de la stérilité mâle, ce qui indique que le quinoa a un système de sélection assez polyvalent. (Gomez-Pando, 2013)

On appelle pollinisation le transport de grains de pollen sur les stigmates. Elle a lieu avant tout grâce au vent et aux insectes. Les grains de pollen germent sur les stigmates, puis ils

forment un tube pollinique qui s'étend à travers les tissus du style jusqu'aux ovules, qui sont enveloppés dans les ovaires. Ce sont probablement des substances chimiques produites par l'ovule qui guident ces tubes polliniques. Par ces canaux, les cellules sexuelles mâles migrent vers les oosphères. La fusion des cellules sexuelles mâles et femelles est appelée fécondation. On observe pour les arbres fruitiers un espace de temps de 4 à 12 jours entre la pollinisation et la fécondation. Les graines naissent des oosphères fécondées. (Fluri et *al.*, 2001)

III.3.2. Mécanismes de pollinisation

A. Autopollinisation :

Les grains de pollen de la même fleur ou de la même plante se déposent sur le stigmate. (Fluri et *al.*, 2001)

B. Pollinisation croisée :

Les grains de pollen d'une autre plante de la même espèce se déposent sur le stigmate. La sécrétion de nectar a lieu la plupart du temps dans le réceptacle floral, à la base des étamines. (Fluri et *al.*, 2001)

III.4. Grain de pollen

Les grains de pollen sont des organismes simples et haploïdes, pouvant être facilement collectés et conservés dans un état viable pendant une période prolongée, ce qui permet leur utilisation tout au long de l'année. Ils peuvent être cultivés sur un milieu relativement simple. La germination du pollen et la croissance du tube pollinique sont rapides et fournissent des résultats en quelques heures seulement ; il n'est généralement pas nécessaire de maintenir des conditions aseptiques strictes dans les investigations de routine. (Shivanna & Rangaswamy, 1992).

Les grains de pollen sont circulaires, polyantaporés et intectés. Le fruit du quinoa est recouvert d'un péricarpe mince et se compose d'un embryon à deux cotylédons, d'une gemmule (plumule) et d'une radicule enroulée avec une courbure à l'extrémité micropylaire. La graine entoure le péricarpe en formant un anneau, et possède un tissu d'endosperme cellulaire. (Gomaa, 2014)



Figure 14 : Structure du pollen du quinoa (11/05/2025. 12 :55)

Deuxième partie :
Partie pratique

Matériel et Méthodes

1. Matériel végétal

Les échantillons de quinoa utilisés dans cette étude proviennent de différentes variétés cultivées sous conditions contrôlées. Les prélèvements ont été effectués au stade de floraison, en sélectionnant des feuilles et des fleurs matures. Ces parties ont servi aux analyses morphologiques, physiologiques et cytologiques liées à l'étude des stomates et des grains de pollen.

Le matériel végétal utilisé dans cette étude appartient à l'espèce *Chenopodium quinoa* Willd., une plante connue pour sa richesse nutritionnelle et sa résistance aux conditions environnementales difficiles. Quatre variétés de quinoa ont été sélectionnées : QBrL1, QGSP1, QR1 et QBeL2. Ces variétés ont été choisies en raison de leurs différences morphologiques et physiologiques observées lors des essais précédents. Les plantes ont été cultivées sous abri dans une serre (type maison en verre), assurant une protection contre les variations climatiques extérieures. Cette serre est située au sein de l'Université Mohamed Boudiaf de M'sila, ce qui a permis un meilleur suivi des conditions de culture.

Les échantillons utilisés pour les analyses (feuilles et anthères) ont été prélevés au stade de floraison, c'est-à-dire au moment où la plante exprime pleinement ses caractères reproductifs et physiologiques. Ces organes ont ensuite servi aux différentes observations microscopiques concernant les stomates et les grains de pollen.

2. Méthodes

Pour la description des variétés étudiées, nous avons basé sur une description morphologique (IPGRI) et pour caractérisation microscopique (stomates et grains de pollen).

2.1. Description morphologique

La caractérisation morphologique des variétés de quinoa étudiées repose sur les Descripteurs pour le Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) et ses espèces sauvages apparentées (Biodiversity, 2013). Cette description s'est principalement appuyée sur l'observation de plusieurs caractères morphologiques.

2.1.1. Tige

A. Forme de la tige principale (7.5.1)

Coupe transversale. Observée dans le tiers inférieur de la plante au stade de maturité physiologique.

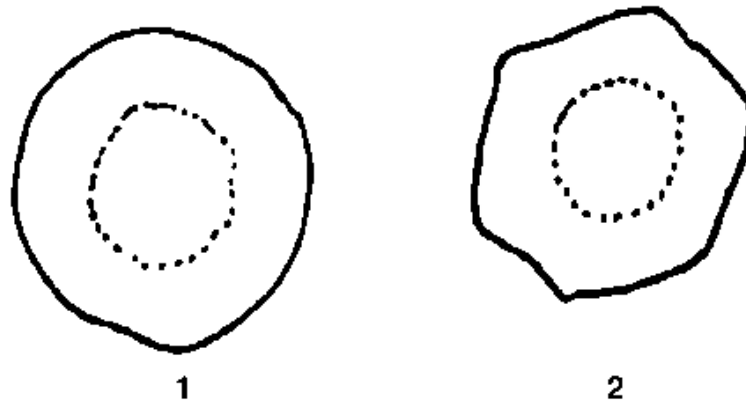


Figure 15 : Forme de la tige principale

1 Cylindrique

2 Angulaire

B. Diamètre de la tige principale (7.5.2)

Mesuré dans la partie moyenne du tiers inférieur de la plante au stade de maturité physiologique. Moyenne d'au moins 10 plantes. Les mesures sont en [mm]

C. Couleur de la tige principale (7.5.3)

Couleur prédominante de la tige principale observée au stade de maturité physiologique.

- 1 Blanc
- 2 Pourpre
- 3 Rouge
- 4 Rose
- 5 Jaune
- 6 Orange
- 7 Marron
- 8 Gris
- 9 Noir
- 10 Vert
- 99 Autre (préciser dans le descripteur 7.10 Notes)

2.1.2. Caractérisation de la panicule :

La caractérisation des variétés étudiées est basée sur : les Descripteurs pour le Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) et ses espèces sauvages apparentées (Biodiversity, 2013).

On a utilisé plusieurs caractères essentiellement sur la panicule du Quinoa.

A. Couleur de la panicule au stade de floraison (7.8.2)

- 1 Vert
- 2 Pourpre
- 3 Rouge
- 4 Mélange (pourpre et rouge)

B. Couleur de la panicule au stade de maturité physiologique (7.8.3)

- 1 Blanc
- 2 Pourpre
- 3 Rouge
- 4 Rose
- 5 Jaune
- 6 Orange
- 7 Marron
- 8 Gris
- 9 Noir
- 10 Rouge et blanc
- 11 Rouge et rose
- 12 Rouge et jaune
- 13 Vert
- 14 Rouge et vert
- 99 Autre (préciser dans le descripteur 7.10 Notes)

C. Forme de la panicule (7.8.4)

- 1 Glomériforme (présence de glomérules dans les axes glomérulaires de forme globuleuse)
- 2 Intermédiaire (présence des deux formes)
- 3 Amarantiforme (présence de glomérules directement dans l'axe Secondaire de forme allongée)

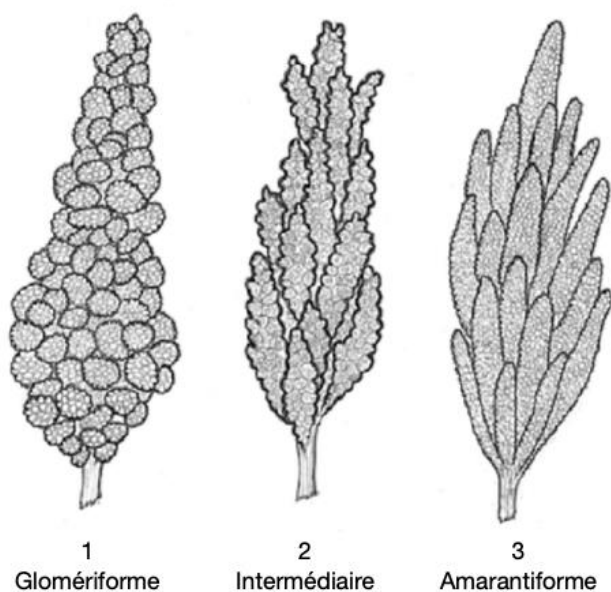


Figure 16: Forme de la panicule

D. Longueur de la panicule (7.8.5)

Au stade de maturité physiologique, mesurer de la base à l'apex de la panicule principale.

Moyenne d'au moins 10 plantes. Les mesures sont en [cm]

E. Diamètre de la panicule (7.8.6)

Au stade de maturité physiologique, noter le diamètre maximal de la panicule principale.

Moyenne d'au moins 10 plantes. Les mesures sont en [cm]

F. Densité de la panicule (7.8.7)

- 1 Faible
- 2 Moyenne
- 3 3 Forte

2.1.3. Caractéristiques du grain

La caractérisation des variétés étudiées est basée sur : les Descripteurs pour le Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) et ses espèces sauvages apparentées (Biodiversity, 2013).

On a utilisé plusieurs caractères essentiellement sur la graine du Quinoa.

A. Diamètre du grain (7.9.4)

Moyenne de 20 grains sans prendre en considération le péricône. Les mesures sont en [mm]

B. Épaisseur du grain (7.9.5)

Moyenne de 20 grains sans prendre en considération le péricône

C. Couleur du péricarpe (7.9.10)

- 1 Crème
- 2 Jaune
- 3 Jaune doré
- 4 Rose
- 5 Rouge
- 6 Café clair
- 7 Café
- 8 Café foncé
- 9 Café verdâtre
- 10 Pourpre
- 99 Autre (préciser dans le descripteur 7.10 Notes)

D. Couleur de l'épisperme (7.9.12)

- 1 Transparent
- 2 Blanc

- 3 Crème
- 4 Café clair
- 5 Café
- 6 Café foncé
- 7 Café rougeâtre
- 8 Noir
- 99 Autre (préciser dans le descripteur 7.10 Notes)

2.1.4. La feuille



Figure 17 : Tige feuillée de Quinoa

2.2. Etude de stomate

L'étude a examiné simultanément les faces adaxiale (supérieure) et abaxiale (inférieure) des feuilles pour caractériser leur spécification stomatique.

2.2.1. Forme de stomate

L'observation de la forme des stomates a été effectuée à l'aide d'un microscope optique de marque OPTIKA. Toutes les observations sont effectuées avec un grossissement 400x (objectif 40).

2.2.2. Types de stomate

Pour l'observation des types de stomates, une fine couche de l'épiderme a été délicatement retirée des faces supérieure et inférieure des feuilles matures. Ces échantillons épidermiques

ont été directement placés sur des lames de microscope, puis recouverts de lamelles. Les préparations ont été observées à l'aide d'un microscope optique afin d'identifier les types de stomates

2.2.3. Densité des stomates

Pour déterminer la densité stomatique, une fine pellicule de l'épiderme a été soigneusement prélevée à l'aide d'une pince fine à partir des faces supérieure et inférieure des feuilles matures. Les échantillons épidermiques ont ensuite été montés entre lame et lamelle, sans ajout de colorant, afin de préserver la visibilité naturelle des stomates.

L'observation a été réalisée à l'aide d'un microscope optique à un grossissement approprié ($\times 400$). Pour chaque variété, Le nombre de stomates présents dans une surface déterminée (en mm^2) a été compté manuellement à l'aide d'un oculaire micrométrique

2.3. Grain de pollen

L'étude des grains de pollen permet d'évaluer la qualité reproductive des variétés. Leur forme et leur structure ont été observées au microscope optique afin de caractériser les différences morphologiques entre les échantillons.

2.3.1. Forme des grains de pollen

Pour l'étude morphologique des grains de pollen de quinoa, des étamines ont été prélevées à partir de fleurs matures. Les anthères ont été écrasées délicatement sur une lame de microscope afin de libérer les grains de pollen. Une goutte d'eau distillée a été ajoutée, puis la préparation a été recouverte d'une lamelle.

Les lames ont été observées au microscope optique à fort grossissement ($\times 400$). La forme des grains a été décrite qualitativement selon leur apparence (sphérique), Leur taille est également relativement proche entre les grains.

2.3.2. Diamètre de graine de pollen

Le diamètre des grains de pollen de quinoa a été mesuré à l'aide d'un microscope optique équipé d'une caméra numérique. Des anthères matures ont été prélevées, puis déposées directement sur une lame de microscope et recouvertes d'une lamelle, sans ajout de liquide. Les observations ont été réalisées à un fort grossissement ($\times 400$) ont permis de mesurer le diamètre des grains à l'aide du logiciel MoticImage 2.0 associé à la caméra. Les mesures ont été effectuées sur des grains entiers et bien isolés, avec un nombre suffisant de répétitions afin d'assurer une moyenne représentative.

2.3.3. Viabilité des grains de pollen

La viabilité des grains de pollen de quinoa a été évaluée à l'aide du colorant bleu de méthylène. Des anthères matures ont été prélevées, écrasées légèrement sur une lame de microscope, puis une goutte du colorant bleu de méthyle a été ajoutée directement sur l'échantillon. La préparation a ensuite été recouverte d'une lamelle.

L'observation a été réalisée au microscope optique ($\times 400$). Les grains ayant absorbé intensément le colorant bleu ont été considérés comme viables, tandis que ceux faiblement ou non colorés ont été classés comme non viables.

Résultats et Discussion

Cette section présente et discute les principaux traits morfo-agronomiques observés chez les différentes variétés de quinoa étudiées.

1. la tige

1.1. Forme de la tige principale code (7.5.1)

L'observation de la coupe transversale de la tige principale au tiers inférieur des plantes à maturité physiologique a révélé que les quatre variétés de quinoa étudiées (QBrL1, QBeL2, QGSP1 et QR1) présentent toutes une tige de forme cylindrique (code1). Cette uniformité morphologique suggère une certaine stabilité génétique de ce caractère au sein des cultivars analysés.

1.2. Diamètre de tige code (7.5.2)

La figure (18) présente les diamètres de tige sur les quatre variétés étudiées.

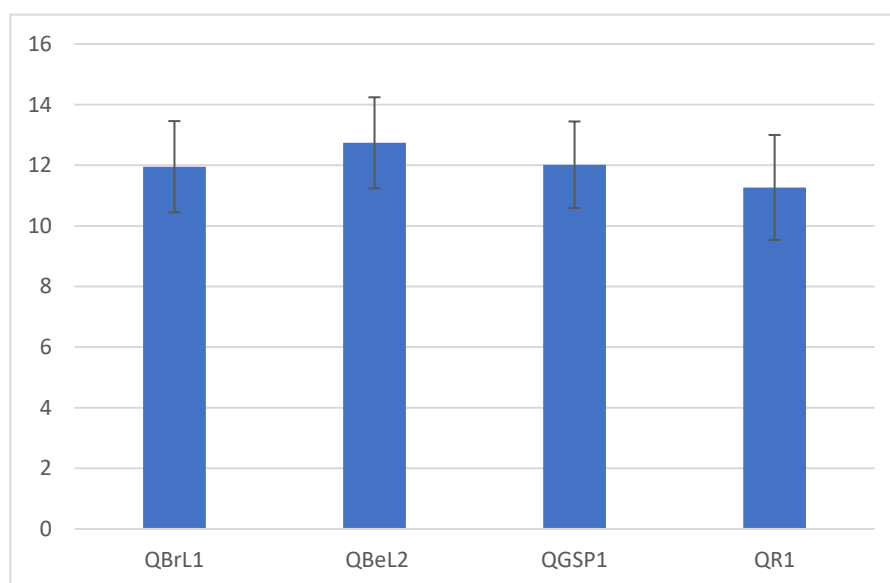


Figure 18: Diamètre de tige

Le diamètre de la tige présente une variation notable entre les variétés de quinoa étudiées. La variété QBeL2 affiche le plus grand diamètre moyen (12,74 mm \pm 1,50), suivie de QGSP1 (12,02 mm \pm 1,43) et de QBrL1 (11,95 mm \pm 1,51), tandis que QR1 enregistre la valeur la plus faible (11,27 mm \pm 1,73).

L'analyse statistique (ANOVA) ne montre pas une différence significative entre le diamètre des tiges mesurés ($p < 0,05$), indiquant que la variété QBeL2 se distingue par une tige plus épaisse.

Le diamètre de la tige est un caractère important lié à la vigueur végétative et à la résistance mécanique des plantes, notamment contre la verse. Dans cette étude, bien que l'analyse de variance (ANOVA) n'ait pas révélé de différences globalement significatives entre les variétés, le test PPDS a permis de dégager des tendances distinctes. La variété QBeL2 se démarque par un diamètre de tige significativement plus élevé, ce qui pourrait traduire une meilleure robustesse et un potentiel de croissance plus important, comme le suggèrent également les travaux de Bhargava *et al.* (2006) et de Murphy *et al.* (2018), qui associent une tige plus épaisse à une plus grande stabilité de la plante, surtout dans des environnements ventés ou sujets à la verse. Les variétés QGSP1 et QBrL1, bien que ne se distinguant pas statistiquement du groupe supérieur, présentent un diamètre intermédiaire compatible avec une bonne tenue de tige. En revanche, QR1, avec la tige la plus fine, pourrait être plus sensible aux stress mécaniques, bien que ce paramètre seul ne suffise pas à évaluer la solidité globale de la plante.

1.3. Couleur de la tige principale code (7.5.3)

Évaluation de la couleur prédominante de la tige principale au stade de maturité physiologique a montré une variation entre les variétés étudiées. Les cultivars QBrL1 et QBeL2 présentent une tige de couleur verte (code 10), tandis que QGSP1 et QR1 montrent une pigmentation rose (code 4).

Tableau 2 : Couleur de la tige principale code (7.5.3.) suivant les descripteurs de Bioversité (2013)

	Blanc (1)	Pourpre (2)	Rouge (3)	Rose (4)	Jaune (5)	Orange (6)	Marron (7)	Gris (8)	Noir (9)	Vert (10)
QBeL2										×
QR1				×						
QGSP1				×						
QBrL1										×

Cette différence de coloration pourrait être liée à des facteurs génétiques distincts entre les variétés, mais elle peut également refléter une réponse adaptative à des conditions environnementales spécifiques, notamment l'exposition à la lumière ou au stress hydrique.

La pigmentation peut jouer un rôle dans la protection contre les radiations solaires ou dans le transport des composés phénoliques.



Figure 19: La couleur principale de la tige du quinoa (10vert et 4rose)
(7/05/2025. 09 :35)

2. Caractérisation de la panicule

2.1. Couleur de la panicule au stade de floraison code (7.8.2)

L'observation de la couleur de la panicule à la floraison a révélé une uniformité chez toutes les variétés étudiées. En effet, les quatre cultivars (QBrL1, QBeL2, QGSP1, et QR1) présentaient une panicule verte (code 1) au stade de floraison.

Tableau 3: Couleur de la panicule au stade de floraison code (7.8.2) suivant les descripteurs de Bioversité (2013)

	Vert (1)	Pourpre (2)	Rouge (3)	Mélange (4)
QBeL2	×			
QR1	×			
QGSP1	×			
QBrL1	×			

La Figure (20) présente quelques photographies illustratives.



Figure 20: Couleur de la panicule au stade de floraison (25/02/2025. 11 :05)

La couleur de la panicule au stade de floraison constitue un caractère morphologique stable et utile dans la description variétale. Dans cette étude, une uniformité remarquable a été observée : toutes les variétés évaluées — QBrL1, QBeL2, QGSP1 et QR1— présentent une panicule verte au moment de la floraison, correspondant au code 1 selon les descripteurs de Bioversity International (2013). Ce caractère, bien que peu discriminant dans ce cas précis, est souvent influencé par des facteurs génétiques et environnementaux (Bazile et *al.*, 2014), et peut varier dans d'autres contextes pédoclimatiques.

2.2. Couleur de la panicule au stade de maturité physiologique code (7.8.3)

Les observations des inflorescences matures ont montré une distinction claire entre les cultivars, les cultivars QBeL2, QBrL1 et QR1 présentant une couleur majoritairement Pourpre (Code 2) tandis que le cultivar QGSP1 était majoritairement orange (code 6).

Tableau 4 : Couleur de la panicule au stade de maturité physiologique code (7.8.3) suivant les descripteurs de Bioversité (2013)

	Blanc (1)	Pourpre (2)	Rouge (3)	Rose (4)	Jaune (5)	Orange (6)	Marron (7)	Gris (8)	Noir (9)	Rouge Et blanc (10)	Rouge et rose (11)	Rouge et jaune (12)	Vert (13)	Rouge et vert (14)
QBeL2		×												
QR1		×												
QGSP1						×								
QBrL1		×												

Et voici quelques photographies illustratives (Figure 21) :



Figure 21: Couleur de la panicule au stade de maturité physiologique (2-Pourpre et 6-orange) (7/05/2025. 09 :09)

La couleur de la panicule au stade de maturité physiologique constitue un critère visuel important pour la caractérisation variétale et peut également être associé à certains composés bioactifs, notamment les pigments flavonoïdes. Dans cette étude, une variation marquée de ce caractère a été observée entre les quatre cultivars : QBrL1, QBeL2 et QR1 ont majoritairement présenté une couleur pourpre (code 2), tandis que QGSP1 s'est distingué par une couleur orange (code 6). Cette différenciation peut refléter une diversité génétique intéressante, utile en sélection variétale, notamment dans le cadre d'objectifs esthétiques ou nutritionnels. Nos observations rejoignent celles de Lallouche et *al.* (2025), qui ont également noté une variabilité significative au sein des populations algériennes de quinoa. D'autres travaux, comme ceux de Bhargava et *al.* (2007) ou Jacobsen (2003), ont montré que la couleur de la panicule à maturité est non seulement un marqueur d'identité variétale, mais peut également indiquer des différences dans les profils de maturation ou la teneur en composés phénoliques.

2.3. Forme de la panicule code (7.8.4)

L'analyse morphologique des panicules a montré une distribution distincte des formes parmi les variétés étudiées. Nous avons observé une majorité de la forme glomérulaire (code 1) pour la variété QGSP1, Une prédominance de la forme intermédiaire (code 2) pour QR1 et une majorité de la forme amarante (code 3) dans les variétés QBeL2 et QBrL1

Tableau 5 : Forme de la panicule code (7.8.3) suivant les descripteurs de Bioversité (2013)

	Glomérulaire (1)	Intermédiaire (2)	Amarantiforme (3)
QBeL2			×
QR1		×	
QGSP1	×		
QBrL1			×

Les photographies ci-dessous (Figure 22) illustrent les différentes formes de la panicule

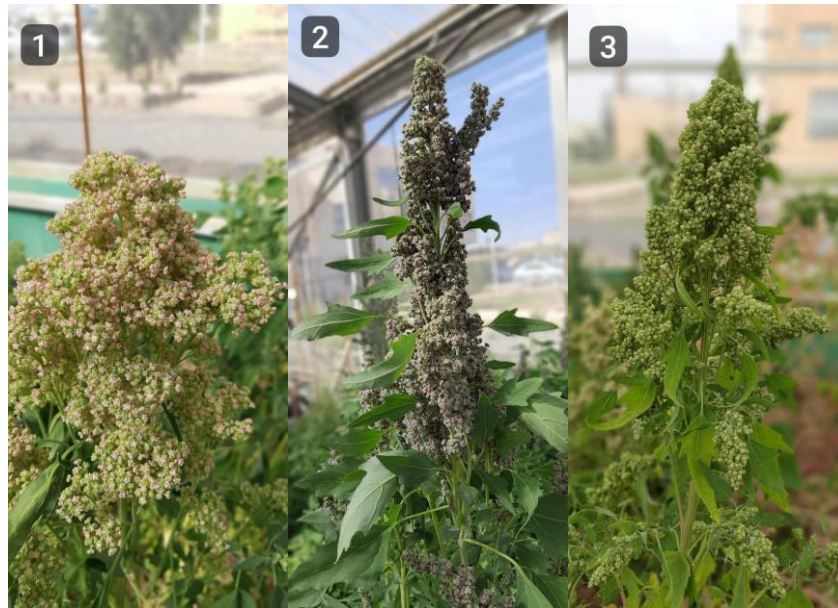


Figure 22: la Forme de la panicule
(1 Glomériforme et 2 Intermédiaire et 3 Amarantiforme) (7/05/2025. 09 :07)

2.4. Longueur de la panicule code (7.8.5)

Les mesures de la longueur de la panicule sont présentées dans la figure (23).

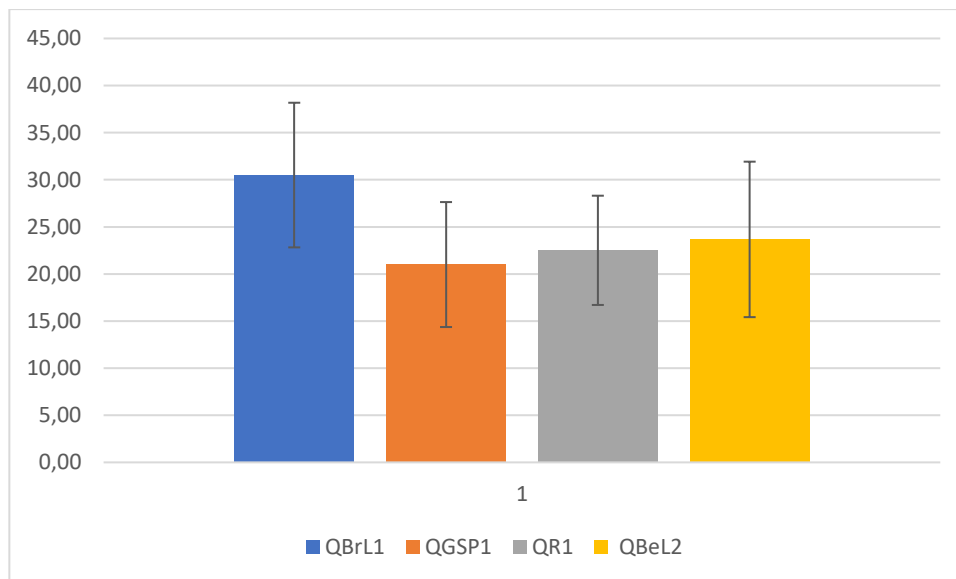


Figure 23: Longueur de la panicule

Les histogrammes indiquent qu'il existe des différences dans la longueur moyenne des inflorescences parmi les quatre cultivars de quinoa présentés dans la figure 3, avec QBrL1 montrant l'inflorescence la plus longue avec une moyenne de plus de 30 cm, suivie de QBeL2, tandis que QR1 et QGSP1 ont enregistré des longueurs relativement plus courtes,

autour de 22-24 cm.

L'analyse statistique (ANOVA) de la longueur de la panicule révèle des différences significatives entre les variétés, notamment la variété QBrL1 qui se distingue par une longueur nettement supérieure ($p < 0,05$).

Le test PPDS donne un classement en trois groupes de performance distincts :

1. QBrL1 forme seul le groupe supérieur (A), avec des panicules significativement plus longues (+6.1 cm) que QGSP1 (groupe inférieur B).
2. QBeL2 et QR1 (groupe AB) présentent des performances intermédiaires, non différenciables statistiquement entre elles ni avec les groupes extrêmes (A ou B).
3. QGSP1 se distingue comme le groupe le moins performant (B), mais seulement significativement inférieur à QBrL1.

Tableau 6 : le test PPDS sur la longueur de la panicule des différentes variété étudiées

Variétés	Moyennes	Classement
QBrL1	[28.5]	(A)
QBeL2	[23.7]	(AB)
QR1	[23.0]	(AB)
QGSP1	[22.4]	(B)

Notre étude révèle que la variabilité de la longueur de la panicule entre les variétés de quinoa s'inscrit dans une tendance déjà observée ailleurs, où ce trait est fortement corrélé à la hauteur de la plante et au rendement. Spehar & Barros (2005), Morillo *et al.* (2020) et Montes *et al.* (2018) ont mis en évidence des corrélations élevées ($r \approx 0,9$) entre longueur de panicule et hauteur de plante, ce qui renforce l'intérêt agronomique des variétés produisant des panicules longues comme QBrL1 dans votre étude.

2.5. Diamètre de la panicule code (7.8.6)

La figure (24) présente les diamètres des panicules sur les quatre variétés étudiées.

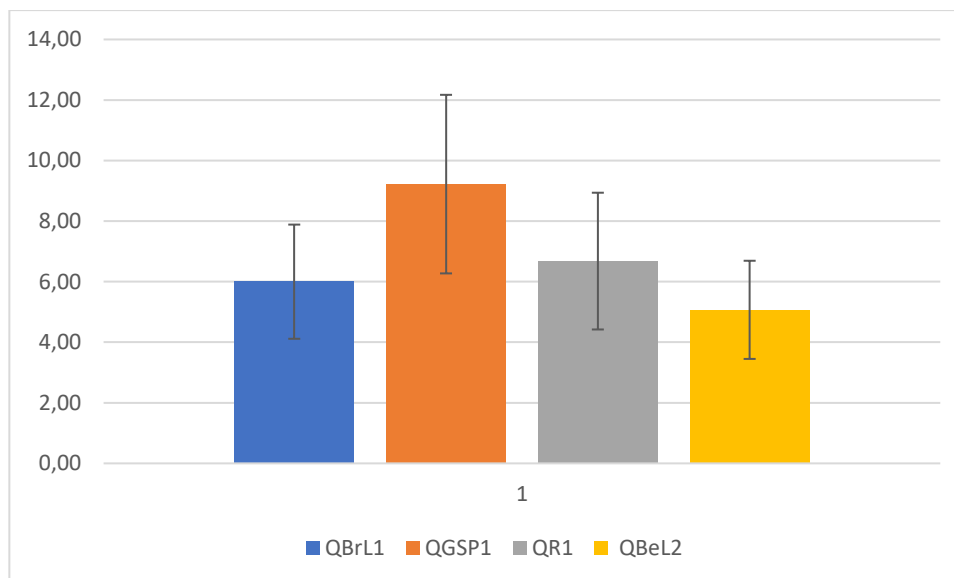


Figure 24: Diamètre de la panicule

Le diamètre de la panicule varie considérablement parmi les variétés étudiées. Le QGSP1 a le plus grand diamètre (9,22cm ± 2,95), tandis que QBeL2 montre la plus petite valeur (5,07cm ± 1,62). Les variétés QR1 et QBrL1 présentent des diamètres moyens.

L'analyse statistique révèle une différence significative entre les variétés concernant le diamètre de la panicule.

2.6. Densité de la panicule code (7.8.7)

L'évaluation de la densité des panicules (caractère 7.8.7) selon le référentiel de Bioversity International (2013)

Tableau 7 : Densité de la panicule code (7.8.7) suivant les descripteurs de Bioversité (2013)

	Faible (1)	Moyenne (2)	Forte (3)
QBeL2	×		
QR1		×	×
QGSP1			×
QBrL1	×		

Concernant la densité de la panicule, nos résultats révèlent une variation notable entre les variétés. La variété QGSP1 se distingue par une densité forte (code 3), tandis que QBeL2 et QBrL1 présentent des panicules de densité faible (code 1). La variété QR1 montre une variabilité interne, allant de densité moyenne à forte (code 2). Cette diversité morphologique est cohérente avec les descripteurs standardisés de Bioversity International (2013), qui considèrent la densité comme un caractère qualitatif pouvant influencer la photosensibilité de l'inflorescence, le remplissage des graines et le rendement final. Plusieurs travaux confirment que des panicules denses peuvent favoriser un meilleur remplissage des graines, mais peuvent aussi augmenter le risque de maladies fongiques en conditions humides (Delgado *et al.*, 2009 ; Mujica *et al.*, 2001). À l'inverse, des panicules plus lâches, comme celles observées chez QBeL2 ou QBrL1, sont souvent mieux aérées, ce qui peut être avantageux dans les climats humides ou semi-arides.

3. Caractéristiques de la graine :

Les descripteurs du grain permettent de mieux comprendre la variabilité entre les génotypes étudiés. Leur analyse apporte des indications précieuses sur la qualité morphologique et l'identité variétale du quinoa.

3.1. Diamètre de la graine code (7.9.4)

La figure (25) suivante illustre la variation du diamètre moyen des graines entre les différentes variétés de quinoa, mettant en évidence les écarts relevés lors des mesures.

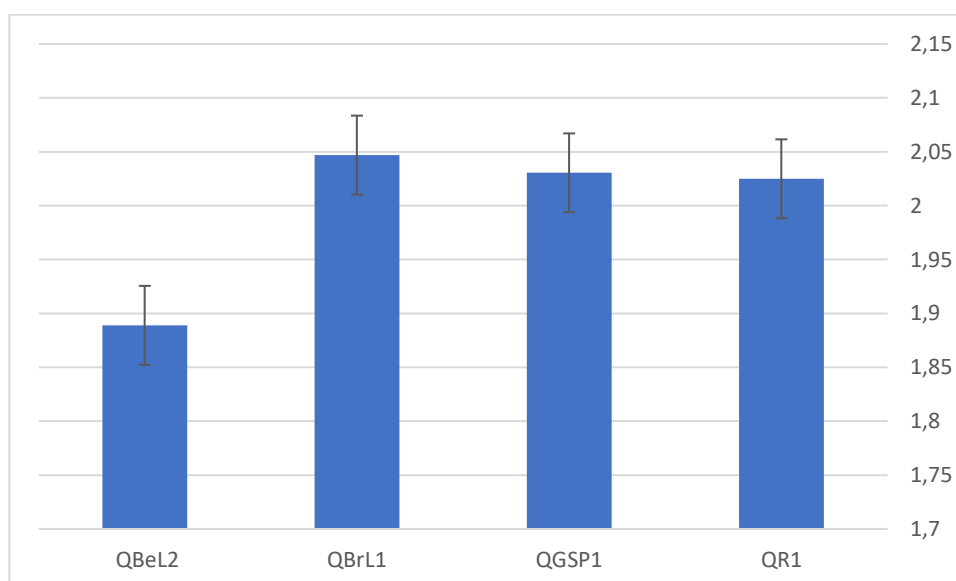


Figure 25 : Diamètre de la graine

L'analyse du diamètre des graines montre des différences perceptibles entre les variétés étudiées. Les moyennes enregistrées varient de 1,90 mm à 2,05 mm, avec la valeur la plus faible observée chez le cultivar QBeL2 (1,90 mm \pm 0,20) et la plus élevée chez QBrL1 (2,05 mm \pm 0,18), suivie de près par QGSP1 (2,03 mm \pm 0,17) et QR1(2,02 mm \pm 0,19).

L'analyse statistique par ANOVA met en évidence une différence significative entre les groupes ($p = 0,021 < 0,05$), ce qui indique que les variétés ne présentent pas des diamètres de graine statistiquement identiques. Le test post-hoc (à effectuer ou à mentionner selon besoin) permettrait d'identifier les groupes distincts.

3.2. Epaisseur du grain code (7.9.5)

La figure (26) illustre la variation de l'épaisseur du grain mesurée chez les quatre cultivars étudiés,

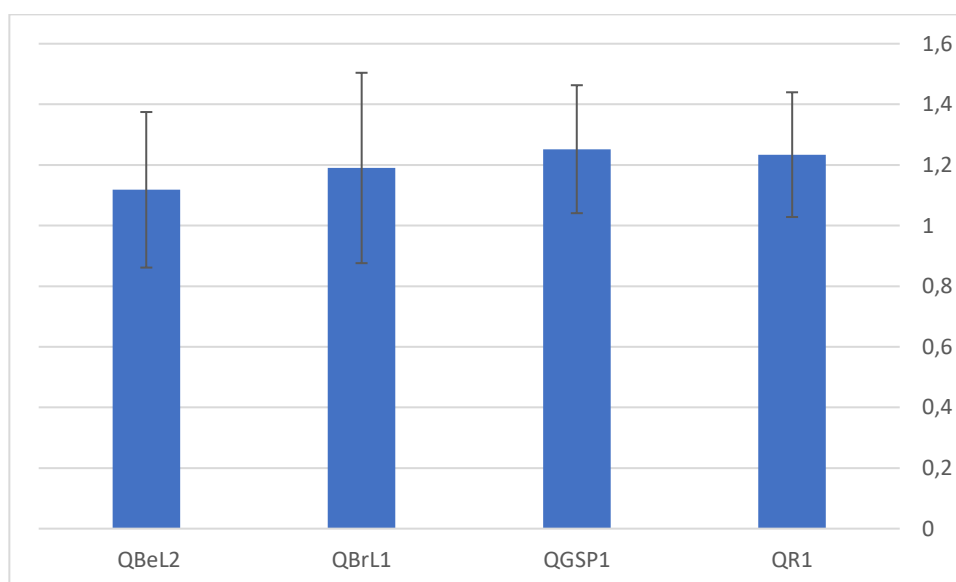


Figure 26 : Epaisseur de la graine

L'analyse de la variance (ANOVA à un facteur) n'a révélé aucune différence statistiquement significative entre les groupes. Bien que les moyennes varient légèrement entre les cultivars avec QGSP1 (1,25 mm) et QR1(1,23 mm) affichant les valeurs les plus élevées, et QBeL2 la plus faible (1,12 mm), ces écarts ne dépassent pas le seuil de signification statistique.

Ces résultats suggèrent que les différences observées dans l'épaisseur du grain sont dues à la variabilité interne plutôt qu'à un effet variétal réel. Ainsi, l'épaisseur du grain ne constitue pas un critère discriminant entre ces cultivars dans les conditions de cette étude.

3.3. Couleur du péricarpe code (7.9.10)

L'observation de la couleur du péricarpe a révélé une variabilité entre les cultivars étudiés Figure (27).

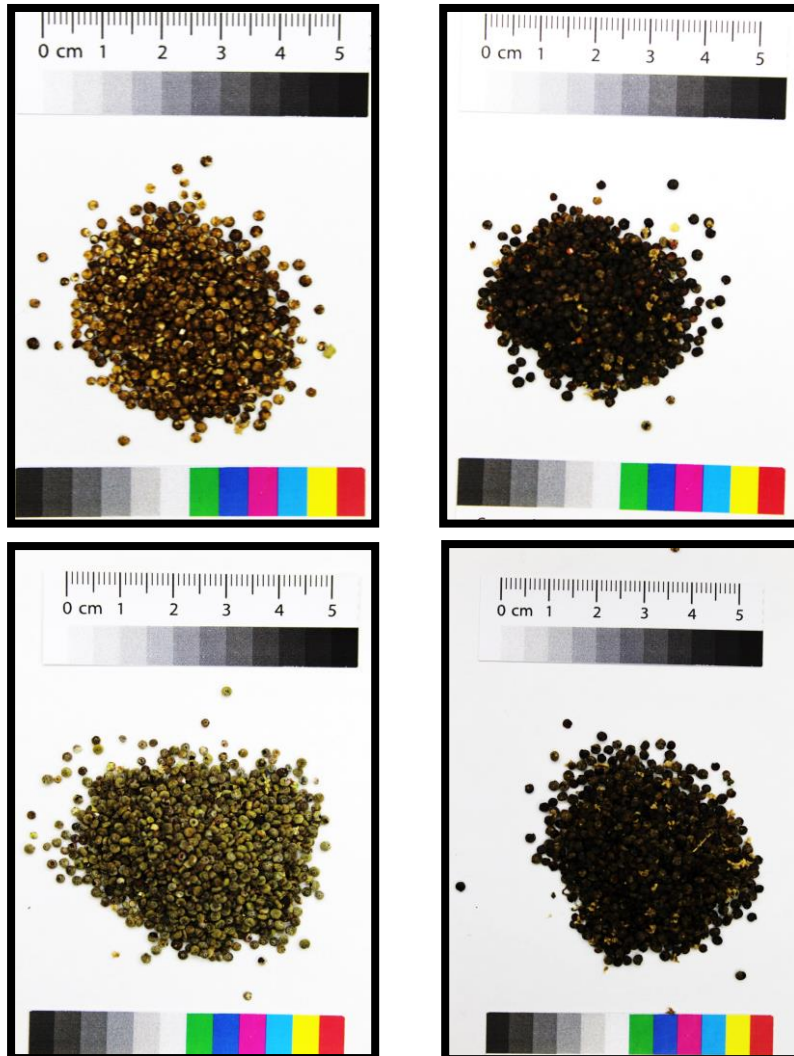


Figure 27 : Couleur du péricarpe

Les résultats sont synthétisés dans le tableau (9) selon les descripteurs standardisés de Bioversity International (2013).

Tableau 8 : Couleur du péricarpe code (7.9.10)

	Crème (1)	Jaune (2)	Jaune doré (3)	Rose (4)	Rouge (5)	Café clair (6)	Café (7)	Café foncé (8)	Café verdâtre (9)	Pourpre (10)
QBeL2								×		
QR1		×								
QGSP1									×	
QBrL1								×		

L'analyse de la couleur du péricarpe a mis en évidence une diversité intervariétale notable. Le cultivar QR1 présentait une coloration jaune (code 2), tandis que QGSP1 affichait une teinte pourpre (code 9). Les cultivars QBrL1 et QBeL2, quant à eux, étaient caractérisés par une couleur café foncé (code 8).

3.4. Couleur de l'épisperme code (7.9.12)

Afin de caractériser plus finement les grains de quinoa étudiés, la couleur de l'épisperme a été observée visuellement selon les descripteurs standardisés de Bioversity (2013). Les résultats sont présentés dans le tableau (10) suivant.

Tableau 9 : Couleur de l'épisperme code (7.9.12)

	FV Transparent (1)	Blanc (2)	Crème (3)	Café clair (4)	Café (5)	Café foncé (6)	Café rougeâtre (7)	Noir (8)
QBeL2								×
QR1		×						
QGSP1								×
QBrL1								×

L'observation de la couleur de l'épisperme a révélé une certaine variabilité entre les cultivars étudiés. Le cultivar QR1 se distingue par une teinte blanche (code 2), tandis que QBrL1, QBeL2 et QGSP1 présentent tous une couleur noire (code 8). Cette différence marquée entre

les géotypes suggère des caractéristiques variétales propres, pouvant influencer la résistance aux agressions extérieures, la composition chimique du grain ou encore ses propriétés technologiques.

4. les stomates

Les stomates du quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) présentent une morphologie typiquement **anomocytique**, caractérisée par deux cellules de garde en forme de haricot, délimitant un ostiole central. Ces cellules sont souvent entourées de cellules Annexes difficilement distinguables morphologiquement. Leur forme et leur densité sont des indicateurs importants dans l'adaptation physiologique des plantes aux conditions environnementales.

4.1. Densité stomatique

La figure (28) qui présente la densité stomatique sur la face adaxiale et abaxiale montre une variation de densité entre les différentes variétés de quinoa étudiées. La variété QR1 présente la densité la plus élevée sur les deux faces (supérieure et inférieure), tandis que QBrL1 affiche la densité la plus faible. Une légère différence entre les deux faces est observée chez la plupart des variétés, avec un écart plus marqué chez QGSP1, ce qui indique une variabilité dans l'adaptation physiologique entre les géotypes.

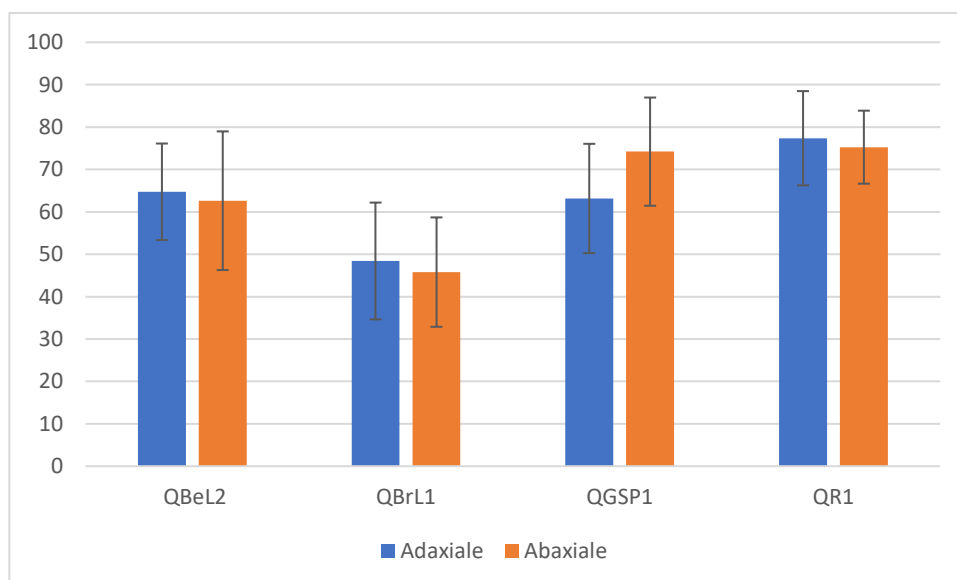


Figure 28: Densité stomatique sur la face adaxiale et abaxiale chez les différentes variétés du quinoa

L'analyse révèle un effet significatif des variétés (p -value=0.006) sur la densité stomatique, confirmant des différences entre au moins deux d'entre elles, tandis que l'effet de la face (Adaxiale & abaxiale) de la feuille n'a aucun impact (p -value =0.982). Par ailleurs, l'interaction variétés \times face feuille n'est pas significative (p -value =0.110), indiquant que l'effet des variétés reste indépendant de la face mesurée. Ainsi, seules les variétés influencent significativement les résultats, sans modulation par la face de la feuille.

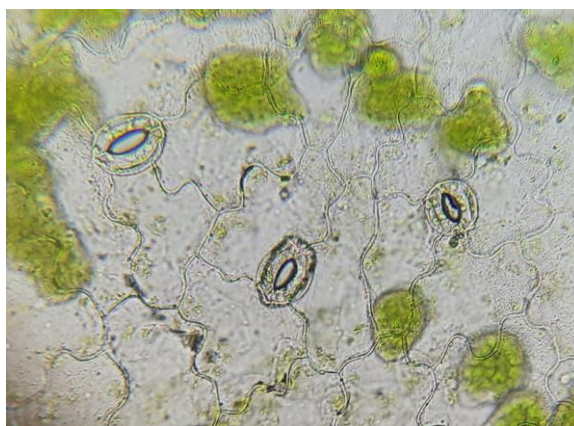


Figure 29 : Densité stomatique (09/04/2025. 11 :33)

En regroupant les variétés selon les différences significatives (Test PPDS, Tableau) en groupe A (QR1, la plus élevée), groupe AB (QGSP1) et groupe B (QBeL2), groupe C (QBrL1, densité la plus faible)

Tableau 10 : le test PPDS sur la densité stomatique des différentes Variétés étudiées

Variétés	Moyennes	Classement
QR1	76.05	A
QGSP1	67.25	AB
QBeL2	61.45	B
QBrL1	45.60	C

4.2. Type des stomates

La figure (30) montre les types stomatiques des quatre cultivars de quinoa.

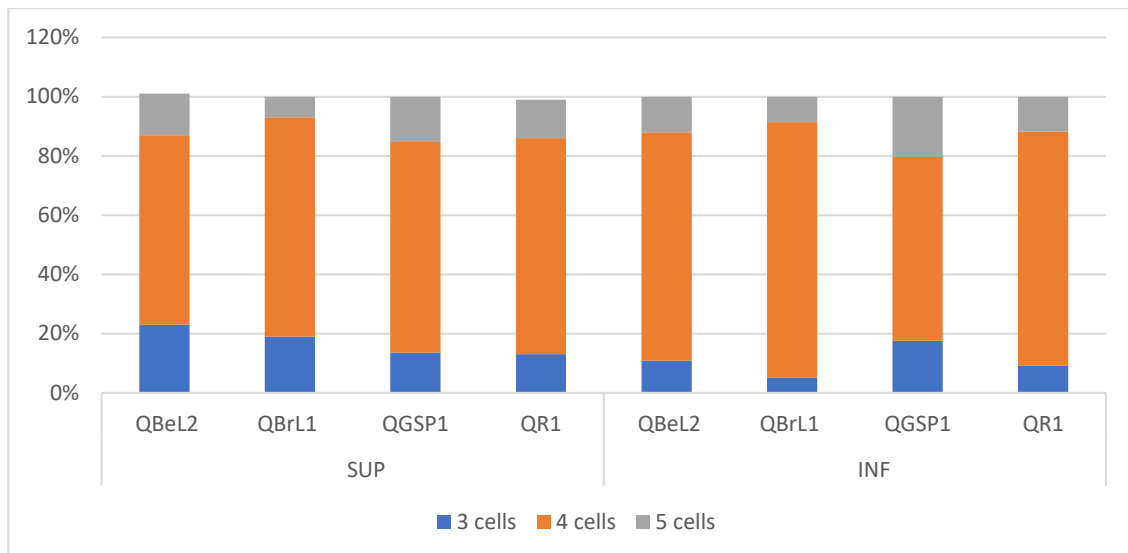


Figure 30: Type des stomates

L'analyse statistique montre un effet significatif des variétés sur la répartition des types de stomates (p -value = 0.004), indiquant que certaines variétés présentent des types stomatiques plus fréquents que d'autres. En revanche, l'effet de la face foliaire (adaxiale vs abaxiale) n'est pas significatif (p -value = 0.211), suggérant que le type de stomate ne dépend pas du côté de la feuille. De plus, l'interaction entre variété et face foliaire n'est pas significative (p -value = 0.367), ce qui implique que l'effet observé entre les variétés est constant quelle que soit la face étudiée. Ainsi, la variété constitue le principal facteur influençant la distribution des types de stomates chez le quinoa.

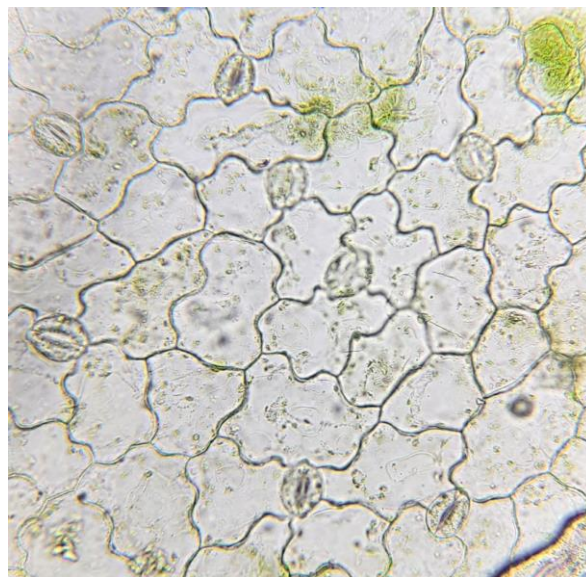


Figure 31 : Type des stomates (*cellules épidermiques, stomate, ostile*)

(09/04/2025. 15 :45)

L'analyse statistique (ANOVA) du type de stomate met en évidence des différences significatives entre les variétés étudiées ($p < 0,05$). La variété QGSP1 présente une proportion plus élevée de types stomatiques particuliers par rapport aux autres, tandis que QBrL1 montre une prédominance de types moins diversifiés. Ces résultats suggèrent une influence génétique probable sur la distribution stomatique, indépendamment de la face foliaire, pour laquelle aucune différence significative n'a été détectée.

5. Diamètre de grain de pollen

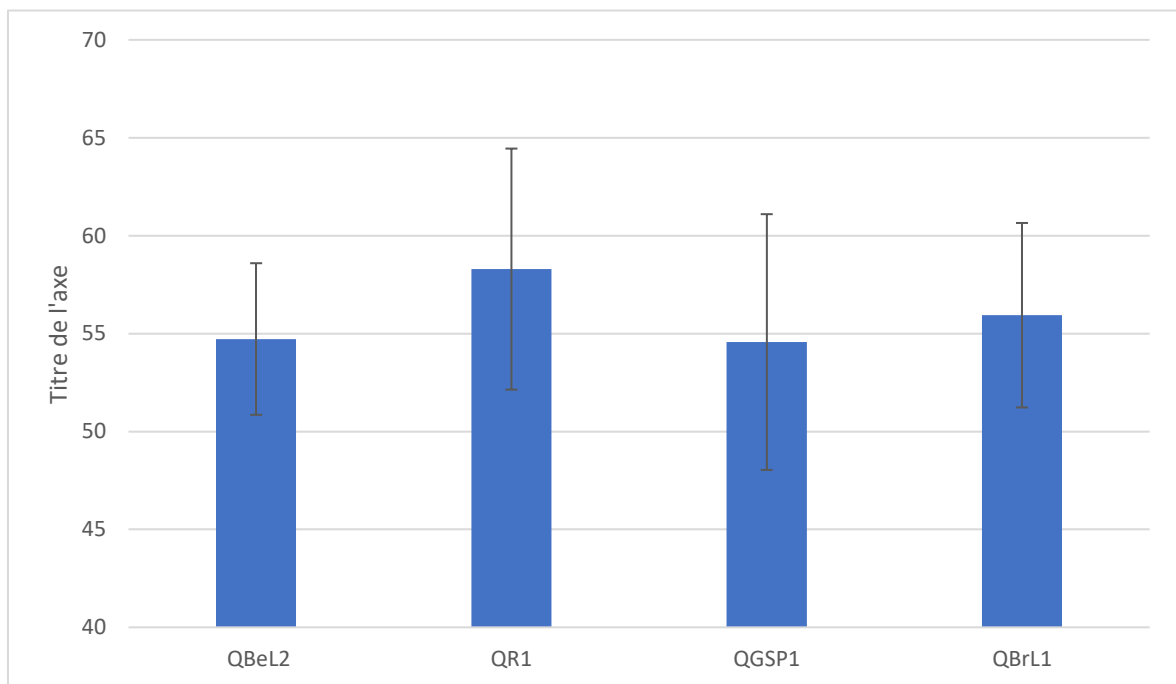


Figure 32 : Diamètres de grain de pollen

La figure 33 présente un exemple de mesure de diamètres de grain de pollen sur les variétés étudiées.

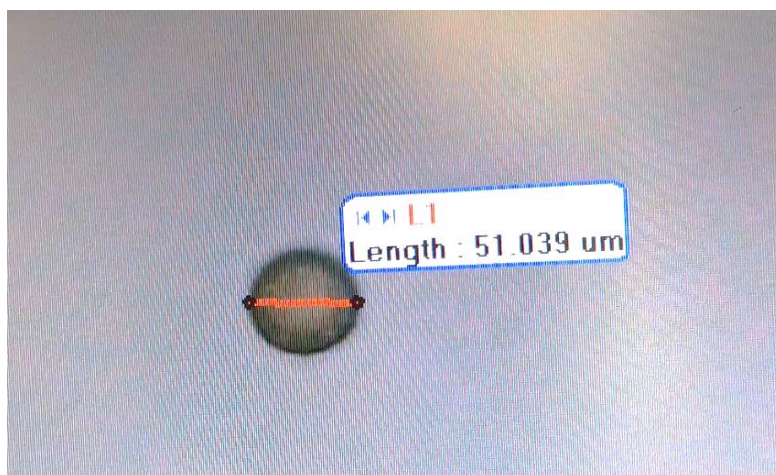


Figure 33: Diamètre de grain de pollen (12/03/2025. 10 :15)

Les résultats de la mesure du diamètre des grains de pollen pour quatre variétés de quinoa ont révélé une variation notable entre les moyennes et les écarts-types. La variété QR1a présentait le diamètre moyen le plus élevé avec $58,29 \mu\text{m}$, accompagné également du plus grand écart-type ($\pm 6,15$), ce qui indique une hétérogénéité importante dans la taille des grains. En revanche, la variété QBeL2 a montré une moyenne inférieure ($54,72 \mu\text{m}$) avec un écart-type faible ($\pm 3,87$), suggérant une plus grande homogénéité. La variété QGSP1 avait une moyenne similaire ($54,57 \mu\text{m}$), mais l'écart-type le plus élevé ($\pm 6,53$), traduisant une forte variabilité. Les résultats pour QBeL2 (μm) étaient intermédiaires et relativement stables ($55,94 \pm 4,71$). Globalement, ces données indiquent des différences notables entre les variétés quant à la régularité du développement des grains de pollen, probablement liées à des facteurs génétiques ou environnementaux.

L'analyse de variance (ANOVA) réalisée sur les diamètres des grains de pollen pour les quatre groupes étudiés montre une différence statistiquement significative entre les moyennes des groupes.

Conclusion

Le quinoa (*Chenopodium quinoa*) occupe une place importante dans les recherches agronomiques modernes en raison de sa remarquable capacité d'adaptation aux environnements difficiles et de sa haute valeur nutritionnelle. À travers cette étude, nous avons mis en lumière les aspects morpho-physiologiques et reproductifs de quatre variétés de quinoa, en analysant les caractéristiques stomatiques (type et densité) ainsi que les paramètres liés au pollen (forme, diamètre et viabilité).

Les résultats ont révélé une variabilité notable entre les variétés en termes de stratégies d'adaptation : une densité stomatique élevée est généralement associée à une forte activité physiologique liée aux échanges gazeux, tandis qu'une densité plus faible, observée chez certaines variétés, peut refléter des mécanismes de résistance à la sécheresse. Du point de vue reproductif, des différences significatives ont été constatées dans la morphologie et la viabilité des grains de pollen, soulignant ainsi la diversité génétique et l'importance d'une sélection variétale ciblée dans les programmes d'amélioration.

Ces données, issues d'analyses anatomiques et physiologiques précises, constituent une base scientifique solide pour le développement de recherches futures visant à améliorer le rendement du quinoa et à élargir sa culture, notamment dans les zones marginales exposées aux changements climatiques. Elles confirment également l'importance d'une approche intégrée combinant études anatomiques et physiologiques pour mieux comprendre et optimiser le comportement des plantes de manière durable et rationnelle.

Références bibliographiques

Références bibliographiques

- Abas, K., & Dubé, M. (2017). *Les stomates : Projet d'anatomie et morphogenèse végétales*. Rapport de projet non publié, Baccalauréat en Sciences biologiques, Faculté des Arts et Sciences, Université de Montréal.
- Abdelbar, O. H. (2018). Flower vascularization and fruit developmental anatomy of quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd) Amaranthaceae. *Annals of Agricultural Sciences*, 63(1), pp 67-75.
- Adetunji, C. O., Michael, O. S., Varma, A., Oloke, J. K., Kadiri, O., Akram, M., Bodunrinde, R. E., Imtiaz, A., Adetunji, J. B., Shahzad, K., Jain, A., Ubi, B. E., Majeed, N., Ozolua, P., & Olisaka, F. N. (2021). Recent Advances in the Application of Biotechnology for Improving the Production of Secondary Metabolites from Quinoa. In A. Varma (Ed.), *Biology and Biotechnology of Quinoa Super Grain for Food Security*. Springer, pp 373-396.
- Bazile, D., Biaggi, M. C., & Jara, B. (2020). Quinoa's spreading at global level: State of the art, trends, and challenges. In A. Varma (Ed.), *Biology and Biotechnology of Quinoa: Super Grain for Food Security*, (pp. 2–3). Springer,
- Bazile, D., Biaggi, M. C., & Jara, B. (2022). Quinoa's Spreading at Global Level: State of the Art, Trends, and Challenges. In A. Varma (Ed.), *Biology and Biotechnology of Quinoa Super Grain for Food Security*, (pp1-15). Springer.
- Belaid, A. (2017). Le quinoa et son adaptation aux conditions de salinité. Éditions des Sciences Agricoles.
- Bertero, D., Medan, D., & Hall, A. J. (1996). Changes in apical morphology during floral initiation and reproductive development in quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.). *Annals of Botany*, 78(3), (pp317-324)
- Bhargava, A., Shukla, S., & Ohri, D. (2007). Genetic variability and interrelationship among various morphological and quality traits in quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.). *Field Crops Research*, 101(1), 104-116.
- Bioversity International. (2013). Descripteurs pour le Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) et ses espèces sauvages apparentées. Rome, Italie: Bioversity International et FAO. 72p.

- Coulibaly, F. (2022). Caractérisation phénologique et agromorphologique de variétés de quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd) à Ziguinchor. Université Assane Seck de Ziguinchor, Spécialité : Aménagement et Gestion Durable des Écosystèmes Forestiers et Agroforestiers (AGDEFA).
- Cutler, D. F., Botha, C. E. J., & Stevenson, D. W. (2008). *Plant Anatomy: An Applied Approach*. Blackwell Publishing.
- Del Castillo, C., Mahy, G., & Winkel, T. (2008). Le quinoa en Bolivie : une culture ancestrale devenue culture de rente" bio-équitable". *BASE*.
- Diaz, L. (2015). Propriétés nutritionnelles et médicinales du quinoa. *Journal of Food Science*, 28(3), 45-52.
- Erquinigo F. (1970). *Biologie florale de la quinoa*. tesis Ing. Agr. Université Nationale Technique de l'Altiplano, Puno, Pérou.
- FAO. (2013). *FAO Statistical Yearbook: World Food and Agriculture*: FAO.
- FAO. (2016). *Le quinoa : Une ancienne culture pour contribuer à la sécurité alimentaire mondiale*. Rome : Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture. (<https://www.fao.org/3/i4042f/i4042f.pdf>)
- Fedsi, S. & Seggani, R., (2022). Caractérisation protéique des différentes graines de l'espèce quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.). Mem. Master, Université des Frères Mentouri (Constantine 01).
- Fluri, P., Pickhardt, A., Cottier, V., & Charrière, J.-D. (2001). La pollinisation des plantes à fleurs par les abeilles - Biologie, Écologie, Économie. Centre suisse de recherche apicole, Station fédérale de recherche laitière. pp. 2-3
- Gallardo, M., J.A. Gonzalez and G. Ponessa, (1997). Fruit and seed morphology of *Chenopodium quinoa* Willd (quinoa). Fundacion Miguel Lillo, Areade de Botanica, Miguel Lillo.
- Gandarillas H. (1979). Botánica. In: Tapia M., Gandarillas H., et al. (eds) *Quinua y Kañiwa: Cultivos Andinos*. Centro Internacional de Investigaciones para el Desarrollo (CIID), Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura (IICA), Bogotá, Colombia, p. 20.

- Garcia, M., Condori, B., & Del Castillo, C. (2015). Agroecological and Agronomic Cultural Practices of Quinoa in South America. In K. Murphy & J. Matanguihan (Eds.), *Quinoa: Improvement and Sustainable Production* (1st ed., pp. 25–46). John Wiley & Sons, Inc.
- German, B. (2018). Le quinoa: plante d'intérêt pour les missions spatiales. NASA.
- Gomaa, E. (2014). Studies on Some Micro-Macromorphological and Anatomical Characters of Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) Plant. *Research Journal of Agriculture and Biological Sciences*, 10(1), 24–36.
- Gomez-Pando, L. (2013). Quinoa breeding (p. 10). Wiley Blackwell.
- Gomez-Pando, L. (2013). Quinoa Breeding (pp. 96–99). Wiley Blackwell.
- González, J. A., Eisa, S. S. S., Hussin, S. A. E. S., & Prado, F. E. (2015). Quinoa: An Incan Crop to Face Global Changes in Agriculture. In K. Murphy & J. Matanguihan (Eds.), *Quinoa: Improvement and Sustainable Production* (pp. 1–18). John Wiley & Sons, Inc.
- Hariadi, Y., Marandon, K., Tian, Y., Jacobsen, S. E., & Shabala, S. (2011). Ionic and osmotic relations in quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) plants grown at various salinity levels. *Journal of experimental botany*, 62(1), 185-193.
- Jacobsen, S. E. (2003). The worldwide potential for quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.). *Food reviews international*, 19(1-2), 167-177.
- Jain, A. (2021). Taxonomy, morphology, and life cycle of quinoa. In A. Varma (Ed.), *Biology and biotechnology of quinoa: Super grain for food security*, (p 22). Springer.
- Jovanovic, Z., Stikic, R., & Jacobsen, S.-E. (2022). Climate Change: Challenge of Introducing Quinoa in Southeast European Agriculture. In A. Varma (Ed.), *Biology and Biotechnology of Quinoa Super Grain for Food Security*, (pp. 345-371). Springer.
- Koyro, H.-W., et Eisa, S. S. (2020). Effect of salinity on seed composition, viability, and germination in *Chenopodium quinoa* Willd. *Plant and Soil*, 302(1), (pp 79–90).
- Lallouche, B., Hadjkouider, B., et Benmehaia, R. (2025). The first assessment of phenotypic diversity in four quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) populations cultivated in Algeria based on morphological traits. *Ecological Engineering & Environmental Technology* (EEET), 26(6).

- Murphy, K. M., Matanguihan, J. B., Fuentes, F. F., Gómez-Pando, L. R., Jellen, E. N., Maughan, P. J., & Jarvis, D. E. (2018). Quinoa breeding and genomics. *Plant breeding reviews*, 42, 257-320.
- Prego I., Maldonado S. & Otegui M., (1998). Seed structure and localization of reserves in *Chenopodium quinoa*. *Annals of Botany*, 82(4), pp 481-488.
- Razzaq, A., Shahid, S., Akram, M., Ashraf, M., Iqbal, S., Hussain, A., Zia, M. A., Qadri, S., Saher, N., Shahzad, F., Shah, A. N., Rehman, A.-u., & Jacobsen, S.-E. (2021). Stomatal state identification and classification in quinoa microscopic imprints through deep learning. *Plant Methods. Complexity*, 2021(1), 9938013.
- Roger, M. J. R. (Ed.). (2001). *Handbook of plant ecophysiology techniques*. Dordrecht: Kluwer Academic Publishers. p.237.
- Rojas, W., & Pinto, M. (2015). Ex Situ Conservation of Quinoa: The Bolivian Experience. *In*. Murphy, K., and Matanguihan, J. (Eds.), *Quinoa: Improvement and Sustainable Production*. John Wiley & Sons, Inc.(pp.125-160).
- Salim, S., Al-Dulaimi, F. T. R., Aldeen, U., & Alalwany, A. A. (2024). Determination of Water Requirements and Optimal Sowing Date for Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) in Selected Areas of Iraq. *Asian Journal of Science and Applied Technology*, 13(1), (pp.36-45).
- Shivanna, K. R., & Rangaswamy, N. S. (1992). *Pollen Biology: A Laboratory Manual*. Springer-Verlag, Berlin Heidelberg.
- Singh, U., Praharaj, C. S., Ram, D., Jat, N. K., & Kumar, M. (2021). Agronomic Manipulations for Cultivation. *In* A. Varma (Ed.), *Biology and Biotechnology of Quinoa Super Grain for Food Security* (p. 116). Springer.
- Sosa, V., Brito-Salentim, V. H., Fuentes, F. F., & Steinfort, U. (2017). Phenological growth stages of quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) based on the BBCH scale. *Annals of Applied Biology*, 171(1), 117-124.
- Spehar, C. R., & de Barros Santos, R. L. (2005). Desempenho agrônômico de quinoa selecionada no Cerrado brasileiro. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, 40(6), 609-612.
- Valcárcel-Yamani, B. and S. d. S. Lannes (2012). Applications of quinoa (*Chenopodium*

quinoa Willd.) and amaranth (*Amaranthus* spp.) and their influence in the nutritional value of cereal based foods. *Food and Public Health* 2(6): 265-275.

Varma, A., & Jain, A. (2022). Taxonomy, Morphology, and Life Cycle. In A. Varma (Ed.), *Biology and Biotechnology of Quinoa: Super Grain for Food Security* (pp. 17-18). Springer.

Varriano-Marston, E., & DeFrancisco, A. (1984). Ultrastructure of quinoa fruit (*Chenopodium quinoa* Willd). *Food Microstructure*, 3(2), (PP165-173). Retrieved from

Weir, T., et al. (2003). Effets allélopathiques dans la compétition végétale. *Journal of Agricultural Science*, 44(6), 123-130.

Annexes

Les Annexes

Annexe 1 : Diamètre de tige

Analyse de variance : un facteur

RAPPORT DÉTAILLÉ

<i>Groupes</i>	<i>Nombre d'échantillons</i>	<i>Somme</i>	<i>Moyenne</i>	<i>Variance</i>
QBrL1	10	119.5	11.95	2.26944444
QBeL2	10	127.4	12.74	2.25377778
QGSP1	10	120.18	12.018	2.03359556
QR1	10	112.68	11.268	2.99459556

ANALYSE DE VARIANCE

<i>Source des variations</i>	<i>Somme des carrés</i>	<i>Degré de liberté</i>	<i>Moyenne des carrés</i>	<i>F</i>	<i>Probabilité</i>	<i>Valeur critique pour F</i>
Entre Groupes A l'intérieur des groupes	10.86104	3	3.62034667	1.51615119	0.22687572	2.86626555
	85.96272	36	2.38785333			
Total	96.82376	39				

Annexe 2 : Longueur de la panicule
Analyse de variance : un facteur

RAPPORT DÉTAILLÉ

<i>Groupes</i>	<i>Nombre</i>			
	<i>d'échantillons</i>	<i>Somme</i>	<i>Moyenne</i>	<i>Variance</i>
QBrL1	10	305	30.5	58.9444444
QGSP1	10	210	21	39.1111111
QR1	10	225.1	22.51	33.6232222
QBeL2	10	236.7	23.67	68.1112222

ANALYSE DE VARIANCE

<i>Source des variations</i>	<i>Somme des carrés</i>	<i>Degré de liberté</i>	<i>Moyenne des carrés</i>	<i>F</i>	<i>Probabilité</i>	<i>Valeur critique pour F</i>
Entre Groupes	528.734	3	176.244667	3.52859836	0.02436806	2.86626555
A l'intérieur des groupes	1798.11	36	49.9475			
Total	2326.844	39				

Annexe 3 : Diamètre de la panicule
Analyse de variance : un facteur

RAPPORT DÉTAILLÉ

<i>Groupes</i>	<i>Nombre</i>			
	<i>d'échantillons</i>	<i>Somme</i>	<i>Moyenne</i>	<i>Variance</i>
QBrL1	10	60	6	3.55555556
QGSP1	10	92	9.2	7.73333333
QR1	10	66.8	6.68	5.09955556
QBeL2	10	50.7	5.07	2.62677778

ANALYSE DE VARIANCE

<i>Source des variations</i>	<i>Somme des carrés</i>	<i>Degré de liberté</i>	<i>Moyenne des carrés</i>	<i>F</i>	<i>Probabilité</i>	<i>Valeur critique pour F</i>
Entre Groupes	93.91675	3	31.3055833	6.58537312	0.00115716	2.86626555
A l'intérieur des groupes	171.137	36	4.75380556			
Total	265.05375	39				

Annexe 4 : Diamètre du grain

Analyse de variance : un facteur

RAPPORT DÉTAILLÉ

<i>Groupes</i>	<i>Nombre d'échantillons</i>	<i>Somme</i>	<i>Moyenne</i>	<i>Variance</i>
QR1	20	40.5	2.025	0.01788947
QGSP1	20	40.61	2.0305	0.01548921
QBrL1	20	40.94	2.047	0.03431684
QBeL2	20	37.78	1.889	0.03782

ANALYSE DE VARIANCE

<i>Source des variations</i>	<i>Somme des carrés</i>	<i>Degré de liberté</i>	<i>Moyenne des carrés</i>	<i>F</i>	<i>Probabilité</i>	<i>Valeur critique pour F</i>
Entre Groupes A l'intérieur des groupes	0.32134375	3	0.10711458	4.06061883	0.00987643	2.72494392
	2.004795	76	0.02637888			
Total	2.32613875	79				

Annexe 5 : Épaisseur du grain
Analyse de variance : un facteur

RAPPORT DÉTAILLÉ

<i>Groupes</i>	<i>Nombre d'échantillons</i>	<i>Somme</i>	<i>Moyenne</i>	<i>Variance</i>
QR1	20	24.68	1.234	0.04234105
QGSP1	20	25.04	1.252	0.04456421
QBrL1	20	23.8	1.19	0.09864211
QBeL2	20	22.36	1.118	0.06586947

ANALYSE DE VARIANCE

<i>Source des variations</i>	<i>Somme des carrés</i>	<i>Degré de liberté</i>	<i>Moyenne des carrés</i>	<i>F</i>	<i>Probabilité</i>	<i>Valeur critique pour F</i>
Entre Groupes A l'intérieur des groupes	0.2135	3	0.07116667	1.13224979	0.34147036	2.72494392
Total	4.77692	76	0.06285421			
	4.99042	79				

Annexe 6 : Densité stomatique
Analyse de variance : un facteur

RAPPORT DÉTAILLÉ

<i>Groupes</i>	<i>Nombre d'échantillons</i>	<i>Somme</i>	<i>Moyenne</i>	<i>Variance</i>
QBeL2	20	242	12.1	6.83157895
QBrL1	20	179	8.95	6.15526316
QGSP1	20	261	13.05	6.78684211
QR1	20	290	14.5	3.42105263

ANALYSE DE VARIANCE

<i>Source des variations</i>	<i>Somme des carrés</i>	<i>Degré de liberté</i>	<i>Moyenne des carrés</i>	<i>F</i>	<i>Probabilité</i>	<i>Valeur critique pour F</i>
Entre Groupes	331.5	3	110.5	19.0560472	2.5936E-09	2.72494392
A l'intérieur des groupes	440.7	76	5.79868421			
Total	772.2	79				

Annexe 7 : Type des stomates
Analyse de variance : un facteur

RAPPORT DÉTAILLÉ

<i>Groupes</i>	<i>Nombre d'échantillons</i>	<i>Somme</i>	<i>Moyenne</i>	<i>Variance</i>
Sup	12	324	27	535.090909
Inf	12	325	27.08333333	642.992424

ANALYSE DE VARIANCE

<i>Source des variations</i>	<i>Somme des carrés</i>	<i>Degré de liberté</i>	<i>Moyenne des carrés</i>	<i>F</i>	<i>Probabilité</i>	<i>Valeur critique pour F</i>
Entre Groupes A l'intérieur des groupes	0.04166667	1	0.04166667	7.0736E-05	0.99336528	4.3009495
	12958.9167	22	589.041667			
Total	12958.9583	23				

Annexe 7 : Diamètre de grain de pollen
Analyse de variance : un facteur

RAPPORT DÉTAILLÉ

<i>Groupes</i>	<i>Nombre d'échantillons</i>	<i>Somme</i>	<i>Moyenne</i>	<i>Variance</i>
QBeL2	50	2736.14	54.7228	14.9832777
QR1	50	2914.69	58.2938	37.8737751
QGSP1	50	2728.42	54.5684	42.6490953
QBrL1 (um)	50	2796.97	55.9394	22.2122833

ANALYSE DE VARIANCE

<i>Source des variations</i>	<i>Somme des carrés</i>	<i>Degré de liberté</i>	<i>Moyenne des carrés</i>	<i>F</i>	<i>Probabilité</i>	<i>Valeur critique pour F</i>
Entre Groupes A l'intérieur des groupes	444.468018	3	148.156006	5.03425009	0.00220695	2.65067651
	5768.20314	196	29.4296079			
Total	6212.67116	199				