

UNIVERSITE KASDI MERBAH OAUUGLA

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie

Département des Sciences Biologiques



**Mémoire en vue de l'obtention du diplôme de
MASTER ACADEMIQUE**

Domaine : Science de la Nature et de la Vie

Filière : Sciences Biologiques

Spécialité : Biotechnologie Végétale

Présenté par : GUERMIT Safa et MESSOUS Chahra

Thème

**Effets d'extraits aqueux de la rhizosphère de la luzerne
(*Medicago sativa* L.) sur la germination et post-germination
de graines de quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.)**

Soutenu publiquement

Le : 21/ 09/ 2020

Devant le jury :

Président : Melle SALHI N

Pr.

U.K.M. Ouargla

Examineur: Mr EDDOUD A

M.A.A

U.K.M. Ouargla

Encadreur : Mr CHAABENA A

M.A.A

U.K.M. Ouargla

Année universitaire: 2019/2020

Remerciements

Nous voulons exprimer par ces quelques lignes de remerciements notre gratitude envers tous ceux en qui par leur présence, leur soutien, leur disponibilité et leurs conseils, nous avons eu le courage d'accomplir ce projet.

*Avant tout nous remercions **Dieu** tout puissant de nous avoir accordé la force, le courage et les moyens afin de pouvoir accomplir ce travail.*

*Nous commençons par remercier du fond du cœur **Mr. CHAABENA AHMED** qui nous a fait l'honneur d'être notre encadreur. Nous le remercions profondément pour son optimisme, sa patience, son encouragement continu et aussi d'être toujours là pour nous aider et nous guider à retrouver le bon chemin par sa sagesse et ses précieux conseils, qu'il accepte nos sincères remerciements et l'expression de notre profond respect.*

*Nous tiens à exprimer nos sincères remerciements à **Mlle SALHI N** d'avoir accepté de présider ce jury.*

*Nous remercions **Mr EDDOUD A** qui nous a fait l'honneur d'examiner notre travail et de participer dans ce jury.*

Ce travail a été entièrement réalisé au laboratoire de microbiologie d'université Kasdi Merbah Ouargla (Département de biologie), donc nous n'oublions pas d'adresser nos vifs remerciements au responsable et toutes les équipes du laboratoire pour ses aides.

Mes sentiments de reconnaissance et mes remerciements vont également à l'encontre de toute personne qui a participé de près ou de loin, directement ou indirectement à la réalisation de ce travail.

Dédicace

*Louange à Dieu tout puissant, pour sa miséricorde. C'est lui qui nous a créés,
c'est lui qui nous a donné le savoir.*

*Quoi de plus beau que le pouvoir partager les meilleurs moments de sa vie avec les
gens qu'on aime.*

Je dédie ce travail à :

*A la mémoire de ma famille qu'ils reposent en paix (mes grandes mères Nadjia et
Hadda, mes grands pères Messaoud et Khlifa) qu'ALLAH l'acceptent dans ces
vastes paradis.*

*Mes très chers parents que j'aime le plus au monde pour leur amour,
encouragement illimité, et pour leur sacrifice énorme. Aucun mot ne serait
suffisant pour les remercier, qu'ALLAH leur accorde longue vie, bonne santé et
les protège.*

A mes chères sœurs : ma belle Sérine et Rym.

A toute ma chère famille et mes adorables voisines.

A la personne la plus merveilleuse et la plus chère de mon cœur : Hayat.

A ma belle chère et ma troisième sœur : Safa.

CHAHRA

Dédicace

*Louange à Dieu tout puissant, pour sa miséricorde. C'est lui qui nous a créés,
c'est lui qui nous a donné le savoir.*

*Quoi de plus beau que le pouvoir partager les meilleurs moments de sa vie avec les
gens qu'on aime.*

Je dédie ce travail à :

*A la mémoire de ma famille qu'ils reposent en paix (mes grandes mères Rabaia et
Fatma, mes grands pères Mohamed et Tayeb, ma chère tante Nafissa, Fatima,
Masouda, Fatima), qu'ALLAH l'acceptent dans ces vastes paradis.*

*Mes très chers parents que j'aime le plus au monde pour leur amour,
encouragement illimité, et pour leur sacrifice énorme. Aucun mot ne serait
suffisant pour les remercier, qu'ALLAH leur accorde longue vie, bonne santé et
les protège.*

A la plus belle et chère personne dans ma vie Samma.

A mes adorables sœurs : Hanane et Radja.

A mon cher frère : Youcef.

A ma belle nièce Yara et mon cher neveu Anis.

A mes chères : Souhir, Iman, Samia, Manel, Tata Djamilia et Tata Sabrina.

A mes tantes : Sabah, Hacina, Hadda, Linda, Atika, Nacira, Amel et Nadjet.

A mes oncles : Abderazak, Mostpha, Tahar et Aziz.

*A mes cousines : Fatima, Meriem, Nihad, Norhan, Rania, Sally, Samira,
Soumia, Fouzia et Ilham.*

A mon âme sœur : Chahra.

SAFA

Liste des photos

N°	Titre	Page
01	Luzerne cultivée.	03
02	Quinoa cultivé.	05
03	La luzernière.	14
04	Les grains de quinoa.	14
05	Pesage de sol.	15
06	Mélange de sol et l'eau distillée.	15
07	Filtration de la solution.	15
08	Extrait aqueux mère.	15
09	Dilution de l'extrait aqueux mère.	16
10	Différentes concentrations de l'extrait aqueux.	16
11	Préparation des boîtes de Pétri.	17
12	Imbibition des graines de quinoa.	17
13	Les 18 boîtes de Pétri pour les testes de germination.	17
14	Disposition des boîtes de Pétri dans le phytotron.	17
15	La mesure de la longueur de radicule.	17

Liste des figures

N°	Titre	Page
01	Évolution du taux de germination en fonction du temps selon les différentes concentrations.	20
02	Évolution de la vitesse de germination en fonction du temps selon les différentes concentrations.	21
03	Évolution de la longueur minimale de la racine en fonction du temps selon les différentes concentrations.	22
04	Évolution de la longueur maximale de la racine en fonction du temps selon les différentes concentrations.	23
05	Temps pour 50 % germination ($t_{1/2}$) pour les différentes concentrations.	24
06	Coefficient de vélocité pour les différentes concentrations.	26
07	Temps moyen de germination (t) pour les différentes concentrations.	27
08	Taux de germination final pour les différentes concentrations.	29
09	Longueur minimale de la racine pour les différentes concentrations.	30
10	Longueur maximale de la racine pour les différentes concentrations.	32

Liste des tableaux

N°	Titre	Page
01	Classification botanique de la luzerne.	03
02	Classification botanique du quinoa.	05
03	Matériel utilisé au laboratoire.	14
04	Différentes concentrations de l'extrait.	16
05	Analyse de la variance du Temps pour 50 % germination ($t_{1/2}$).	25
06	Test de Newman-Keuls (SNK) / Analyse des différences entre les modalités avec un intervalle de confiance à 95% pour le temps pour 50% germination ($t_{1/2}$).	25
07	Analyse de la variance du Coefficient de vélocité.	26
08	Test de Newman-Keuls (SNK) / Analyse des différences entre les modalités avec un intervalle de confiance à 95% pour le Coefficient de vélocité.	27
09	Analyse de la variance du Temps moyen de germination (t) (en jours).	28
10	Test de Newman-Keuls (SNK) / Analyse des différences entre les modalités avec un intervalle de confiance à 95% pour le temps moyen de germination (t).	28
11	Analyse de la variance du Taux de germination final (%).	29
12	Test de Newman-Keuls (SNK) / Analyse des différences entre les modalités avec un intervalle de confiance à 95% pour le taux de germination final (%).	30
13	Analyse de la variance de la Longueur minimale de la radicule (mm).	31
14	Test de Newman-Keuls (SNK) / Analyse des différences entre les modalités avec un intervalle de confiance à 95% pour la Longueur minimale de la radicule (mm).	31
15	Analyse de la variance de la Longueur maximale de la radicule (mm).	33
16	Test de Newman-Keuls (SNK) / Analyse des différences entre les modalités avec un intervalle de confiance à 95% pour la Longueur maximale de la radicule (mm).	33

Effets d'extraits aqueux de la rhizosphère de la luzerne (*Medicago sativa* L.) sur la germination et post-germination de graines de quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.)

Résumé : Le quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) est une halophyte, sa culture connaît un grand succès commercial et sa production peut contribuer à la sécurité alimentaire surtout dans les régions méditerranéennes. Autant que la luzerne (*Medicago sativa* L.) est une Fabaceae d'une grande importance fourragère en Algérie.

Le présent travail porte sur la recherche de l'effet allélopathique d'extraits aqueux de la rhizosphère de la luzerne sur la germination et la post-germination des graines de quinoa (variété Q102). Pour cela, différentes concentrations des extraits ont été utilisées (0%, 10%, 20%, 30%, 40% et 50%).

Les résultats de cette expérience ont montré que les extraits aqueux de la rhizosphère de la luzerne n'ont pas d'effet significatif (inhibiteur ou stimulateur) sur la germination des graines et la post germination des plantules de quinoa pour toutes les concentrations retenues.

Mots clés: Allélopathie, Extrait aqueux, Rhizosphère, *Medicago sativa* L., *Chenopodium quinoa* Willd., Germination.

**Effects of aqueous extracts of the rhizosphere of alfalfa (*Medicago sativa* L.)
on germination and post-germination of quinoa (*Chenopodium quinoa*
Willd.) seeds**

Abstract: Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) Is a halophyte, culture knows a great commercial success and its production can contribute to food security especially in the Mediterranean regions. As much as alfalfa (*Medicago sativa* L.) is a Fabaceae of great importance forage in Algeria.

This work focuses on the search for allelopathic effect of aqueous extracts of the rhizosphere of alfalfa germination and post-germination of quinoa seeds (variety Q102). For this, different concentrations of the extracts were used (0%, 10%, 20%, 30%, 40% and 50%).

The results of this experiment showed that the aqueous extracts of the rhizosphere of alfalfa had no significant effect (inhibitor or stimulator) on seed germination and post-germination of quinoa seedlings for all the concentrations used.

Key words: Allelopathy, Aqueous Extract, Rhizosphere, *Medicago sativa* L., *Chenopodium quinoa* Willd. , Germination.

تأثير المستخلصات المائية من الغلاف الجذوري للبرسيم الحجازي (*Medicago sativa* L.) على إنتاش و إنبات نبات الكينوا (*Chenopodium quinoa* Willd.)

الملخص: الكينوا (*Chenopodium quinoa* Willd.) نبات ملحي ، وتتم زراعته بنجاح تجارياً ويمكن أن يساهم إنتاجه في الأمن الغذائي خاصة في مناطق البحر الأبيض المتوسط. بقدر ما تعتبر الفصاة (*Medicago sativa* L.) من البقوليات ذات أهمية كبيرة للأعلاف في الجزائر.

يتعلق العمل الحالي بالتحقيق في التأثير الكيميائي التضادي (الأليوباثي) للمستخلصات المائية من نطاق جذور البرسيم الحجازي على إنبات و ما بعد إنبات بذور الكينوا (الصنف Q102). لهذا الغرض ، تم استخدام تركيزات مختلفة من المستخلصات (0% ، 10% ، 20% ، 30% ، 40% و 50%).

أظهرت نتائج هذه التجربة أن المستخلصات المائية من الغلاف الجذوري للفصاة لم يكن لها تأثير معنوي (مثبط أو محفز) على إنبات البذور وبعد إنبات شتلات الكينوا لجميع التراكيز المستخدمة.

الكلمات المفتاحية: تضاد كيميائي، مستخلص مائي، الغلاف الجذوري ، *Medicago sativa* L. ، *Chenopodium quinoa* Willd.، إنتاش.

Table des matières

Introduction	1
Chapitre I - Synthèse bibliographique	3
I.1- La luzerne (<i>Medicago sativa</i> L.).....	3
I.1.1- Caractères généraux.....	3
I.1.2- Classification botanique de la luzerne (Singh, 2009).....	3
I.1.3- Description botanique.....	3
I.1.4- Importance de la luzerne.....	4
I.2- Le quinoa (<i>Chenopodium quinoa</i> Willd.).....	4
I.2.1- Origine et distribution du quinoa.....	4
I.2.2- Classification botanique du quinoa (Cronquist, 1981).....	5
I.2.3- Description morphologique de la plante.....	5
I.2.4- Exigences du quinoa.....	6
I.2.4.1-Exigences climatiques	6
I.2.4.2-Exigences édaphiques.....	6
I.2.4.3Exigences hydriques	6
I.2.5- Intérêts du quinoa	7
I.3- Généralités sur la germination.....	7
I.3.1- Définition.....	7
I.3.2- Morphologie et physiologie de la germination.....	8
I.3.2.1-Morphologie de la graine.....	8
I.3.2.2-Physiologie de la germination	8
I.3.3- Types de germination	8
I.3.4- Conditions de la germination.....	8
I.3.4.1-Conditions externes de la germination	8
I.3.4.2-Conditions internes de la germination.....	9

I.4-	Allélopathie	9
I.4.1-	Définition.....	9
I.4.2-	Natures chimiques des substances allélopathiques.....	10
I.4.3-	Voies de libération de substances allélochimiques.....	11
I.4.4-	Les effets des substances allélopathiques (Mécanismes d'action)	12
I.4.5-	Facteurs influant l'activité des composés allélopathiques.....	13
	Chapitre II- Matériels et méthodes	14
II.1-	Matériels utilisés.....	14
II.1.1-	Matériel végétal.....	14
II.1.2-	Matériels au laboratoire.....	14
II.2-	Méthodologie	15
II.2.1-	Préparation des extraits aqueux	15
II.2.2-	Tests de germination	16
II.2.3-	Exploitation des résultats	18
	II.2.3.1-Taux de germination.....	18
	II.2.3.2-Taux de germination final	18
	II.2.3.3-Vitesse de germination	18
	II.2.3.4-Temps moyen de germination	18
	II.2.3.5-Coefficient de vélocité.....	19
	II.2.3.6-Temps pour 50% de germination	19
	II.2.3.7-La longueur de la racine maximale et minimale	19
II.2.4-	Analyse statistique.....	19
	Chapitre III- Résultats et discussion	20
III.1-	Résultats.....	20
III.1.1-	Paramètres évoluant dans le temps	20
	III.1.1.1-Évolution du taux de germination.....	20
	III.1.1.2-Évolution de la vitesse de germination	21

III.1.1.3-Évolution de la longueur minimale de la radicule	22
III.1.1.4-Évolution de la longueur maximale de la radicule.....	23
III.1.2-Paramètres finaux.....	24
III.1.2.1-Temps pour 50% germination ($t_{1/2}$).....	24
III.1.2.2- Coefficient de vélocité	25
III.1.2.3- Temps moyen de germination (t).....	27
III.1.2.4- Taux de germination final	29
III.1.2.5- Longueur minimale de la radicule (mm).....	30
III.1.2.6- Longueur maximale de la radicule (mm).....	32
III.2- Discussion	33
Conclusion	37
Références bibliographiques	39

Introduction

Introduction

L'interaction dynamique entre les plantes voisines est élégamment complexe. Les plantes améliorent ou inhibent la croissance des plantes voisines, même au sein de leur propre espèce (**Hancock, 2005**).

Les plantes inhibent la germination des graines et la croissance des plantes voisines en libérant une variété de produits chimiques toxiques (**Karmer et al, 1979**). Ces composés biochimiques sont appelés composés allélopathiques. Ils peuvent être classés en grande partie métabolites secondaires appartenant à différentes classes de composés chimiques, ces substances varient qualitativement et quantitativement dans les différentes organes de la plante (fleurs, feuilles, racines, tiges) et selon les saisons. Elles peuvent persister dans le sol et donc affecter plusieurs successions de végétation et les plantes voisines. La majorité de ces composés ont un effet inhibiteur sur la germination des graines et sur la croissance des germes, leurs effets peuvent être synergiques ou additifs. (**Fanny, 2005**).

Le phénomène de l'allélopathie est une action directe ou indirecte, positive ou négative, d'une plante sur une autre par le biais de composés chimiques libérés dans l'environnement (**Rahimzadeh et al., 2012**). Les exemples de phénomènes allélopathiques connus sont très nombreux. On les observe entre plantes-plantes tels que les plantes cultivées, les plantes spontanées ou encore entre ces deux catégories (**Pousset, 2009**).

Dans les forêts, la végétation adventice exerce des effets de concurrence sur les jeunes arbres au niveau des parties aériennes et des racines. Ceux-ci sont engendrés par l'exsudation de substances biochimiques inhibitrices de la germination ou du développement des jeunes plantes (**Schütz, 1990**).

Le sol est le réservoir principal des substances allélochimiques, ces substances sont libérées directement par les exsudats des racines ou par la décomposition de la matière végétale. Celles-ci constituent la source majeure de substances allélochimiques dans la nature (**Narwal, 2000**).

Certains chercheurs ont déterminé que les plantes de luzerne contiennent des composés phytotoxiques hydrosolubles libérés dans le sol à partir de feuilles, de tiges et des couronnes fraîches, des tissus, ainsi que du foin sec, des vieilles racines et des graines (**Nielsen et al., 1960 ; Klein et Miller,1980**).

D'après **Sozeri (2003)**; a rapporté pour la première fois que l'espèce *Medicago sativa* L. est allélopathique. La luzerne (*Medicago sativa* L.) est connue pour être à la fois autotoxiques et allélopathique (**Ramesh et al., 1989**).

La luzerne (*Medicago sativa* L.) représente actuellement dans le monde *près* de 32 millions d'hectares, dont 13 millions en Amérique du Nord et 500 000 en France. La luzerne est une plante fourragère principalement destinée à l'alimentation des ruminants (**Emile et al., 1997**).

La luzerne possède par ailleurs de nombreux avantages agronomiques et zootechniques. De plus dans un contexte socio-économique qui se caractérise par une préoccupation forte de la protection de l'environnement, et de la sécurité alimentaire, la luzerne produit beaucoup de protéines avec un impact faible sur l'environnement.

Des recherches physiologiques et biochimiques ont montré que le quinoa est un halophyte facultatif (**Sanchez et al., 2003**). 2013 a été déclarée "Année internationale du quinoa" par les Nations unies, dont l'objectif principal était d'appeler l'attention du monde sur la contribution potentielle de ce grain d'or à la sécurité alimentaire (**F.A.O., 2013**).

Le quinoa est un pseudo-céréale (**Bhargava et al., 2006**) qui a été cultivé dans six pays d'Amérique du Sud avant même la culture Inca. Est un aliment de base des populations andines depuis des siècles, reconnue par ses qualités nutritionnelles. Elle est considérée comme une alternative aux céréales traditionnelles pour des populations en situation d'insécurité alimentaire.

Le quinoa est une culture qui répond à de nombreuses exigences en matière d'humidité et de température, avec différents écotypes adaptés à différentes conditions (**Jacobsen et al., 1994**).

Le quinoa devient de plus en plus populaire, et sa culture est parmi les plus rapides dans le monde, ce qui lui permet de contribuer significativement à la sécurité alimentaire et à la nutrition (**A.P.S., 2014**).

L'objectif de cette étude est de tester le pouvoir allélopathique des extraits aqueux de la rhizosphère de la luzerne (*Medicago sativa* L.) sur la germination et post-germination des graines de quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd), traitées par différentes concentrations.

Chapitre I

Synthèse bibliographique

Chapitre I - Synthèse bibliographique

I.1- La luzerne (*Medicago sativa* L.)

I.1.1- Caractères généraux

La luzerne est un membre de la famille des Légumineuses ou Fabacées (Cumo, 2013). Elle est connue également sous le nom d'Alfalfa (Botineau, 2010).

La luzerne (*Medicago sativa* L.) est une espèce cosmopolite pérenne originaire du bassin Méditerranéen, d'Arménie et de l'Asie centrale où elle existe aujourd'hui à l'état sauvage. Son nom scientifique dérive de Médéa (*Medicago*) ancienne ville du Nord de l'Afrique, alors que *sativa* signifie cultivée. Elle est la plus importante, à l'échelle mondiale, comme source de protéine pour l'alimentation de l'animal et comme source d'azote pour l'amélioration du sol (Hamon, 2001 ; Marinoff et al., 2005).

I.1.2- Classification botanique de la luzerne (Singh, 2009).

Selon Singh(2009), la classification botanique de la luzerne est exposée dans le tableau 01.

Tableau 1: Classification botanique de la luzerne.

Règne	Plantae
Division	Magnoliophyta
Classe	Magnoliopsida
Ordre	Fabales
Famille	Fabaceae (Leguminosae)
Tribu	Trifolieae
Espèce	<i>Medicago sativa</i> L.



Guermit et Messous ; 2020

Photo 01: Luzerne cultivée.

I.1.3- Description botanique

La Luzerne (*Medicago sativa* L.) est de 50 à 80 cm de hauteur, à fortes racines pivotantes profondes et à tige rameuse, présentant une grande variabilité morphologique. Elle présente des tiges plus ou moins ligneuses et très ramifiées avec des feuilles ovoïdes et oblongues avec trois folioles et finement dentés au sommet, d'environ 3 cm de long chacun ; ses fleurs sont disposées au niveau axillaire et de couleur bleu violacé sous forme d'inflorescences en grappes de 10 à 20 fleurs (Camille,1980).

I.1.4- Importance de la luzerne

La Luzerne est souvent connue comme le «roi des fourrages». Certaines caractéristiques spécifiques importantes de la luzerne cultivée, qui renforcent sa position parmi les cultures fourragères les plus utilisées, sont décrites:

- Il est très apprécié en tant qu'aliment supérieur pour les bovins laitiers et de boucherie, car il est rapidement digéré, riche en solutés cellulaires et faible en fibres de détergent cellulaire et neutre (**Conrad et Klopfenstein, 1988**).
- La luzerne est une excellente source de protéines de haute qualité (**Bouton, 2001**), une caractéristique particulièrement importante pour les bovins laitiers et de boucherie ainsi que pour d'autres animaux d'élevage. C'est aussi une excellente source de calcium, de magnésium, de phosphore, de carotène et de vitamine D.
- Il est bien connu pour sa capacité à améliorer la structure du sol et, en tant que légumineuse, constitue une source efficace d'azote biologique (**Bouton, 2001**). En outre, les nouvelles utilisations de la luzerne incluent les germes pour les salades, les compléments alimentaires pour l'alimentation humaine, une bioénergie, une source de pâte pour la fabrication du papier (**Bouton, 1996**).

I.2- Le quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.)

I.2.1- Origine et distribution du quinoa

Le quinoa est une culture indigène originaire de la région andine de l'Amérique du sud, et plus précisément des alentours du lac Titicaca. Cette zone située entre le Pérou et la Bolivie constitue un ancien centre de civilisation et de domestication des cultures. D'après les témoignages historiques, le quinoa a été découvert dans les grottes d'Ayacucho depuis 7800 ans au Pérou.

Selon la **F.A.O. (2013)**, la culture du quinoa est en pleine expansion et la trouve désormais dans plus de 70 pays. En 2002, 80 000 hectares étaient semés en quinoa, essentiellement dans la région des Andes, D'après **Cauda et al. (2013)**, Cette plante est appelée la graine d'or des Andes. Sa culture a franchi les frontières pour atteindre la France, le Royaume-Uni, la Suède, le Danemark, les Pays-Bas et l'Italie. Aux Etats-Unis, la plante est cultivée au Colorado et au Nevada, et au Canada, dans les prairies de l'Ontario.

Le Pérou et la Bolivie sont les principaux producteurs suivis par l'Equateur, le Chili, la Colombie et l'Argentine. Pour les autres pays, des projets régionaux de la F.A.O. ont été mis en œuvre dans certains pays du Proche-Orient, et d'Afrique du Nord y compris l'Algérie.

I.2.2- Classification botanique du quinoa (Cronquist, 1981)

Le quinoa est une pseudo-céréale, de la famille des Chenopodiaceae (Jyoti et Chanu, 2018). Depuis 2009, une nouvelle classification dite phylogénétique (APG III) range le quinoa dans la famille des Amaranthaceae (Giusti, 1970 in Herbillon, 2015).

Selon Cronquist (1981), la classification botanique du quinoa est exposée dans le tableau 02.

Tableau 02: Classification botanique du quinoa.

Règne	Plantae
Division	Magnoliophyta
Classe	Magnoliopsidae
Sous-classe	Caryophyllidae
Ordre	Caryophyllales
Famille	Chenopodiaceae
Genre	<i>Chenopodium</i>
Espèce	<i>Chenopodium quinoa</i> Willd., 1987



Photo 02: Quinoa cultivé.

I.2.3- Description morphologique de la plante

Le quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) est une plante dicotylédone angiosperme halophyte ; c'est-à dire qu'ils ont la particularité de s'adapter aux milieux salés par divers mécanismes (Giusti, 1970 in Herbillon, 2015). Herbacée, autogame, annuelle. Dans des conditions optimales de température et d'humidité, les grains germent en une dizaine d'heures environ, et les cotylédons apparaissent généralement vers le 7^e jour après l'émergence (Del Castillo et al., 2008).

- **Les racines :** Le quinoa a un système racinaire pivotant, vigoureux, profond, bien ramifié et fibreux qui assure sa résistance à la sécheresse et sa bonne stabilité. (Herbillon, 2015).

- **La tige** : Cylindrique au niveau du collet et puis anguleuse à partir des ramifications (**Gandarillas, 1979**). A une taille comprise entre 0,5 et 1,5 m selon la variété et les conditions de croissance.
- **Les feuilles** : Les feuilles d'une même plante sont nettement polymorphes, celles de la tige principale étant plus longues que celles des ramifications (**Del Castillo et al., 2008**).
- **Les fruits** : Le fruit est un akène comprenant plusieurs couches, (**Galwey et al., 1989 in Herbillon, 2015**). À savoir de l'extérieur vers l'intérieur : péricarpe, périsperme et épisperme. Chaque fruit contient une seule graine dont la couleur, la forme et la taille sont variables (**Gandarillas, 1979**).
- **Les fleurs** : Le quinoa présente des fleurs hermaphrodites disposées en inflorescences en grappes, considérées comme de faux épis (panicules) (**Del Castillo et al., 2008**).
- **Les graines** : Principales parties comestibles de la plante, peuvent être de trois formes différentes : conique, cylindrique ou ellipsoïde (**Quispe et al., 1976 in Herbillon, 2015**). Recouvertes de saponine (Une substance anti-nutritive amère qui éloigne naturellement les oiseaux, éliminée par lavage) (**Del Castillo et al., 2008**).

I.2.4- Exigences du quinoa

I.2.4.1-Exigences climatiques

D'après **Jael Calla (2012)**, la variabilité génétique du quinoa lui permet de prospérer dans différents climats par rapport aux niveaux de la mer. Les basses températures affecteront surtout les phases de germination, alors qu'au stade floraison elle peut causer une faible production de pollen. D'autre part, la température moyenne optimale varie dans une marge de 5-15°C.

I.2.4.2-Exigences édaphiques

Le quinoa est cultivé sur des sols marginaux peu fertiles, il pousse bien sur des sols peu limono-sableux à sablo-limoneux. En Amérique du sud, le quinoa est cultivé sur des sols peu ou trop drainés, de faible fertilité, très acide (pH 4,8) ou alcalins (pH 8,5) (**M.A.D.R.P.M., 2005**).

I.2.4.3Exigences hydriques

La culture de quinoa tolère le stress hydrique et s'adapte bien aux régions où la pluviométrie annuelle avec irrigation se situe entre 250- 400 mm. Les irrigations excessives

augmente la taille des plantes (hauteur) et améliore le rendement mais avec le risque de verse (M.A.D.R.P.M., 2005).

I.2.5- Intérêts du quinoa

La culture de quinoa connaît depuis une quinzaine d'année un grand succès commercial. En effet, selon (Jacobsen *et al.*, 1994), sa production peut contribuer à la sécurité alimentaire surtout dans les régions méditerranéennes.

Le quinoa peut être utilisé dans plusieurs domaines : il est utilisé comme aliment pour le bétail. Les feuilles, les tiges et les graines sont utilisées pour un but médicinal 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 richesse du quinoa en protéines lui permet d'être utilisé comme supplément nutritionnel pour l'homme et les animaux.

Le quinoa se caractérise par une teneur élevée en protéines : 14 à 21 % par 100 g de sa matière sèche, contre 7 à 12 % chez la plupart des autres céréales (blé, riz, maïs, orge, etc.) (Bhargava *et al.*, 2006). Cependant, son principal intérêt nutritif réside dans sa composition équilibrée et complète en acides aminés essentiels, comparable à celle du lait supérieure à celle du blé et d'autres céréales (Chauhan *et al.*, 1992). En outre, elle offre un contenu en minéraux très supérieur à celui des céréales classiques, en particulier en phosphore, magnésium et fer. Enfin, des études récentes indiquent que le quinoa est une excellente source de vitamines, d'antioxydants et d'acides gras (Dini *et al.*, 2004).

I.3- Généralités sur la germination

I.3.1- Définition

La germination est une période transitoire au cours de laquelle la graine qu'était à l'état de vie latente, manifeste une reprise des phénomènes de multiplication et d'allongement cellulaire (Deysson, 1967).

La germination correspond au passage de l'état de vie ralentie à l'état de vie active, que les réserves qui jusque l'assuraient le métabolisme résiduel de l'embryon vont être activement métabolisées pour assurer la croissance de la plantule (Jeam *et al.*, 1998).

I.3.2- Morphologie et physiologie de la germination

I.3.2.1-Morphologie de la graine

La graine s'imbibe d'eau et se gonfle, le tégument se fend et la radicule émerge et s'oriente vers le milieu (sol) selon un géotropisme positif. Puis, la tigelle émerge et s'allonge vers le haut. Les téguments de la graine se dessèchent et tombent (Meyer *et al.*, 2004).

I.3.2.2-Physiologie de la germination

Au cours de la germination, la graine se réhydrate et consomme de l'oxygène pour oxyder ses réserves en vue d'acquiescer l'énergie nécessaire. La perméabilité du tégument et le contact avec les particules du sol conditionnent l'imbibition et la pénétration de l'oxygène. Les réserves de toute nature sont digérées (Michel, 1997).

I.3.3- Types de germination

On distingue deux types de germination :

La germination épigée, caractérisée par un soulèvement des cotylédons hors du sol car il y a un accroissement rapide de la tigelle. Le premier entre-nœud donne l'épicotyle, et les premières feuilles, au dessus des cotylédons sont les feuilles primordiales. Tandis que chez les plantes à germination hypogée, les cotylédons restent dans le sol (Ammari, 2011).

I.3.4- Conditions de la germination

I.3.4.1-Conditions externes de la germination

La graine exige la réunion de conditions extérieures favorables à savoir l'eau, l'oxygène, la température et la lumière (Soltner, 2007).

• L'eau :

Selon **Chaussat et Ledunff (1975)**, la germination exige obligatoirement de l'eau, celle-ci doit être apportée à l'état liquide. Elle pénètre par capillarité dans les enveloppes. Elle est remise en solution dans les réserves de la graine, pour être utilisée par l'embryon, et provoque le gonflement de leurs cellules, donc leur division.

• L'oxygène :

La germination exige obligatoirement de l'oxygène (Soltner, 2007). Selon **Mazliak (1982)**, une faible quantité d'oxygène peut être suffisante pour permettre la germination.

D'après **Meyer et al. (2004)**, l'oxygène est contrôlé par les enveloppes qui constituent une barrière, mais en même temps une réserve.

• La température :

La température a deux actions ; soit directe par l'augmentation de la vitesse des réactions biochimiques, c'est la raison pour la quelle il suffit d'élever la température de quelques degrés pour stimuler la germination (**Mazliak, 1982**), soit indirecte par l'effet sur la solubilité de l'oxygène dans l'embryon (**Chaussat et al., 1975**).

• La lumière :

La lumière agit de manière différente sur les espèces. Elle inhibe la germination des graines à photosensibilité négative et stimule celles à photosensibilité positive (**Anzala, 2006**). Les espèces indifférentes à la photosensibilité sont rares (**Heller et al., 1990**).

I.3.4.2-Conditions internes de la germination

Lorsque des graines arrivées à maturité sont placées dans des conditions optimales de température, d'humidité et d'oxygénation pour leur croissance et qu'elles ne germent pas, plusieurs causes sont à envisager : la dormance de l'embryon ou les inhibitions de germination.

Les conditions internes de la germination concernent la graine elle-même; elle doit être vivante, mûre, apte à germer (non dormante) et saine (**Jeam et al., 1998**).

I.4- Allélopathie

I.4.1- Définition

En **1930**, juste avant de décéder, **Hans Molisch** publie son dernier livre, consacré aux interactions chimiques entre plantes, largement illustrées par les effets de l'éthylène sur la maturation des fruits. À cette occasion, il propose d'utiliser le terme d'allélopathie pour décrire ce type de relations interspécifiques faisant appel à des médiateurs chimiques.

En **1984**, **Rice** propose les fondements de l'allélopathie « moderne » et la définit comme « un effet positif ou négatif, direct ou indirect, d'un végétal -micro-organismes inclus- sur un autre par le biais de composés chimiques libérés dans l'environnement ». Cette

définition prévaut aujourd'hui et indique bien que ce type d'interaction diffère du parasitisme et de la symbiose ainsi que de la compétition (**Chiapusio et al., 1997**).

L'Allélopathie, l'inhibition chimique d'une plante par d'autres, représente une forme de guerre chimique entre les espèces pour la concurrence de la lumière, l'eau et les ressources nutritionnelles (**Bais et al., 2003**). Elle est maintenant reconnue comme jouant un rôle important dans les différents aspects écologiques (**Robles et al., 1999**).

Depuis quelques années, l'évolution des systèmes de culture en Europe tend vers une moindre « artificialisation » de l'agriculture. Dans ce cadre, l'allélopathie mérite d'être étudiée pour deux raisons : **d'une part**, les effets négatifs d'une culture sur la suivante risquent d'avantage de s'exprimer dans une agriculture plus intégrée ; **d'autre part**, les effets allélopathiques « canalisés », pourraient être utilisés dans le cadre d'une protection contre les mauvaises herbes (**Putnam et Weston, 1986**).

Le terme « allélochimiques » dérive du « allelochemicals » inventé par **Whittaker et Feeny (1971)** et a été employé la première fois par **Chou et Waller** en **1983**. Depuis ce temps, le terme a été employé en littérature traitant des interactions chimiques interspécifiques entre les organismes.

I.4.2- Natures chimiques des substances allélopathiques

La quasi-totalité des molécules caractérisées comme agents allélopathiques sont des métabolites secondaires végétaux, c'est-à-dire des composés qui n'exercent pas de fonction directe au niveau des activités fondamentales de l'organisme végétale (croissance, développements, reproduction.....) (**Chiapusio et al., 1997**).

Les plantes allélopathiques libèrent certains produits chimiques dans leur environnement qui sont disponibles dans la plupart des plantes en faible concentration (**Kohli et al., 1998**).

Une variété d'allélochimiques a été identifiée, y compris les acides phénoliques (qui sont les plus importants) tels que les acides p-hydroxybenzoïque, vanillique, p-coumarique, férulique et chlorogénique, des coumarines, terpénoïdes, alcaloïdes, flavonoïdes, quinones, tannins, glycosides et glycosinolates. (**Bagchi, 1997**) ainsi que des acides gras et des acides aminés (**Inderjit, 1996**).

I.4.3- Voies de libération de substances allélochimiques

Les allélochimiques sont libérés dans l'environnement au moyen de quatre processus écologiques:

- ❖ **Volatilisation:** la libération de substances toxiques volatiles par les plantes est un phénomène écologiquement plus important dans les milieux arides et semi-arides.

Les substances émises par cette voie sont le plus souvent des mono terpènes. Les plants du genre *Salvia* des écosystèmes désertiques sont connus pour produire des composés volatils tel que le camphre, le 1-8 cinéole, les α -pinène et β -pinène ou encore les diterpènes.

L'action inhibitrice est exercée par ces plantes sur la croissance des herbes dans leur voisinage. Par exemple, le cinéole volatilisé puis stocké dans les sols inhibe la prolifération cellulaire des racines de *Brassica sp.* Mais son effet biologique est fortement dépendant des conditions climatiques car cette molécule est facilement lessivable (**Koitaabashi, 1997**).

- ❖ **Exsudation racinaire:** on appelle exsudat racinaire toute substance organique soluble et insoluble libérée dans le sol par les racines saines ou lésées.

L'exsudation racinaire présente un intérêt particulier pour les phénomènes allélopathiques parce qu'il s'agit d'une voie de libération directe des toxines dans la rhizosphère, pouvant ainsi potentiellement influencer la composition de la flore microbienne (**Chiapusio et al., 2002**).

- ❖ **Le lessivage:** le lessivage de tissus végétaux, principalement de feuilles, par la pluie, le brouillard ou la neige conduit à la dissolution et au transport de constituants organiques. La grande majorité des substances allélopathiques peut être lessivée, y compris les terpènes, les alcaloïdes et les substances phénoliques (**Tukey, 1970**).

- ❖ **Décomposition des résidus végétaux:** les substances potentiellement allélopathiques étant présentes dans tous les tissus de plante, la décomposition de résidus végétaux entraîne leur libération dans le sol. Des extraits aqueux de litière de certains conifères (*Picea mariana*, *Pinus resinosa* et *Thuja occidentalis*) inhibent la germination et la croissance juvénile de diverses espèces colonisatrices des terres abandonnées par l'agriculture (**Jobidon, 1986 ; Reigosa et al., 1996**).

I.4.4- Les effets des substances allélopathiques (Mécanismes d'action)

Le lien existant entre l'effet biologique du composé allélopathique et les symptômes observables chez la plante-cible n'est pas toujours facile à établir. (**Chiapusio et al., 1997**).

De ce fait, il est nécessaire de distinguer les effets allélopathiques primaires (sites d'action cellulaires des molécules allélopathiques) des effets allélopathiques secondaires (conséquences des premiers, au niveau des organes ou de la plante dans son entier).

Les effets visibles des substances allélopathiques sur les plantes (réduction de croissance, échec de germination des semences) ne sont que des effets secondaires des changements qui ont lieu à l'échelle cellulaire.

La majorité des effets secondaires sont testés sur la germination et/ou la croissance des jeunes plantules car ces stades physiologiques correspondant à des phases du développement particulièrement sensibles (**Lovett et al., 1989 ; An et al. , 1997**).

Parmi les effets primaires :

- Les mécanismes allélopathiques influencent les processus fonctionnels et la dynamique de la végétation, ils peuvent modifier le cycle de l'azote (**Rice, 1992**).
- Facilite la maintenance ou la disparition d'un stade de végétation (**Rice, 1984**).
- La division et l'élongation cellulaire, phases essentielles pour le développement, sont sensibles à la présence des composés allélopathiques (**Muller, 1996**).
- La synthèse des protéines et des acides nucléiques peut aussi être affectée par plusieurs composés phénoliques qui ralentissent l'incorporation des acides aminés (**Camron et Julian, 1980 ; Baziramakenga et al., 1997**).
- Des composés phénoliques peuvent être impliqués dans le contrôle de l'activité des hormones végétales (**Inderjit et Duc, 2003 ; Blum, 2005**).
- La synthèse ou le fonctionnement de plusieurs enzymes liées à la croissance sont aussi parfois perturbés (**Chiapusio et al., 1997**).
- L'activité respiratoire des mitochondries isolées, des organismes monocellulaires ou des tissus excisés peut être perturbée par plusieurs agents allélopathiques. (**Chiapusio et al., 2002**).
- La réduction de l'activité photosynthétique de diverses espèces végétales a été mise en évidence en présence de substances allélopathiques. La photosynthèse peut être altérée par

différents mécanismes directement au niveau des chloroplastes (**Einhellig et al., 1993**) ou indirectement sur l'ouverture des stomates. (**Einhellig et Schon, 1982; Chiapusio et al., 2002**).

- Les substances allélopathiques influent sur le taux d'oxygène dans les plantes (**Inderjit et Duc, 2003 ; Blum, 2005**).
- Les substances allélopathiques influent les relations plante-eau. Par exemple, l'acide salicyclique influence les relations plante-eau (transpiration, prélèvement) chez le soja, ce qui expliquerait notamment l'inhibition de croissance observée par **Barkosky et Einhellig (1993)**.
- Le prélèvement d'éléments minéraux peut aussi être perturbé. Il s'agit dans ce cas d'un dérèglement de l'absorption minérale, en particulier du potassium et du phosphore, qui résulte probablement d'effets sur la perméabilité des membranes cellulaires (**Chiapusio et al., 1997**).

I.4.5- Facteurs influant l'activité des composés allélopathiques

D'après **Thomson (1985)**, les facteurs influant l'activité des composés allélochimiques sont:

- **Nature du sol** : les composés allélopathiques ont une activité réduite lorsqu'ils sont fixés par les argiles ou par la matière organique, alors qu'ils sont totalement disponibles dans un sol très sableux; un amendement calcaire aurait la propriété de lier ces composés et de les inactiver.
- **Eau**: un apport d'eau dilue les substances et diminue leur activité (rôle du drainage). Aussi les effets sont moindres lorsque les éléments toxiques sont lessivés.
- **Substance actives** : durée de vie des substances (décomposition, migration) ou bien la synergie.

Chapitre II

Matériels et Méthodes

Chapitre II- Matériels et méthodes

II.1-Matériels utilisés

II.1.1-Matériel végétal

Nous avons utilisé dans le cadre de cette étude le sol de la culture (rhizosphère) de luzerne (*Medicago sativa* L.) au niveau de la région d'Ouargla (exploitation agricole de l'université) (photo 03).

Les graines testées proviennent d'une culture précédente (2018) de Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) la variété Q102 (photo 04), au niveau de l'institut technique de développement de l'agronomie saharienne (ITDAS) à Hassi Ben Abdallah (wilaya d'Ouargla).



Photo 03: La luzernière.



Photo 04: Les grains de quinoa.

II.1.2-Matériels au laboratoire

L'essentiel du matériel équipement du laboratoire utilisé pendant notre travail expérimental est rapporté dans le tableau N°03:

Tableau N°03 : Matériel utilisé au laboratoire.

Les verreries	Les appareils	Les produits	Autres matériels
Boite de Pétri	Balance de précision	Eau distillée	Papier filtre
Bécher	Phytotron	Extraits aqueux	Papier aluminium
Eprouvette graduée	Pied à coulisse	Sol de la luzerne	Pince
Entonnoir	Bec bunsen		Marqueur permanent
Flacons			

II.2-Méthodologie

Le protocole de cette expérience a été choisi de manière arbitraire suite à des expériences antécédentes.

II.2.1-Préparation des extraits aqueux

D'abord nous avons pris une quantité de sol frais à partir la parcelle de la luzerne (âgée de 2 ans au stade pré-bourgeonnement) au niveau de l'exploitation agricole de l'ITAS, puis nous avons pesé 1kg de sol à l'aide d'une balance de précision (photo 05), que nous avons mis dans une bouteille et nous avons ajusté à 1litre de solution avec de l'eau distillée.

Après nous avons procédé à l'agitation manuelle du mélange (photo 06), et nous avons laissé le mélange pendant (2 heures) dans un espace dépourvus des rayons de soleil pour éviter une éventuelle photo-réaction.



Photo 05: Pesage de sol.



Photo 06: Mélange de sol et l'eau distillée.

Par la suite, nous avons filtré le mélange à l'aide d'un papier filtre et d'un entonnoir en verre (photo 07) dans une autre bouteille (photo 08).



Photo 07: Filtration de la solution.



Photo 08: Extrait aqueux mère.

Chapitre II : Matériels et méthodes

A partir de cette solution mère, nous avons préparé cinq (05) différentes concentrations (10%, 20%, 30%, 40% et 50%) de l'extrait aqueux de la partie rhizosphère de la luzerne et 0% (eau distillée) comme témoin, et la dilution (photo 09) de ces concentrations montrées dans le tableau N° 04.

Tableau N°04: Différentes concentrations de l'extrait.

S \ [C]	0%(Témoin)	10%	20%	30%	40%	50%
Solution mère	0 ml	10 ml	20 ml	30 ml	40 ml	50 ml
Eau distillée	100 ml	90 ml	80 ml	70 ml	60 ml	50 ml

Ces extraits aqueux sont conservés dans des flacons fermés hermétiquement, couverts de papier aluminium pour éviter une possible phot-réaction. Nous avons noté sur chaque flacon la concentration de l'extrait (photo 10), et nous avons préparé les extraits un jour avant les tests de germination, un lot témoin est retenu, il s'agit d'eau distillée uniquement.



Photo 09: Dilution de l'extrait aqueux mère.



Photo 10: Différentes concentrations de l'extrait aqueux.

II.2.2-Tests de germination

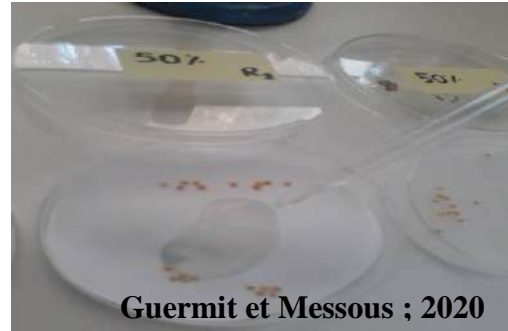
Tous les tests de germination sont réalisés dans des boîtes de Pétri en plastique de 90 mm de diamètre et d'une hauteur de 13 mm tapissées de disques d'un papier filtre standard. Les boîtes sont numérotées avec un marqueur permanent (photo 11). Après nous avons mis 20 graines dans chaque boîte de Pétri. Ensuite imbibé par quelques millilitres (suffisamment pour juste couvrir la graine) du traitement considéré dans chaque boîte et pour chaque concentration (photo 12), nous avons retenu 3 répétitions.



Guernit et Messous ; 2020

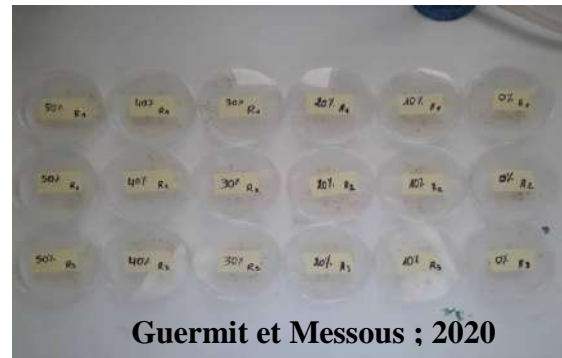
Photo 11: Préparation des boîtes de Pétri.

Nous avons utilisé au total 18 boîtes de Pétri pour les testes de germination (photo 13), 15 boîtes de Pétri pour testés l'effet de chaque extrait aqueux sur la germination des graines (5 différentes concentrations), et 3 boîtes de Pétri sont utilisées pour l'eau distillée (témoin).



Guernit et Messous ; 2020

Photo 12: Imbibition des graines de quinoa.



Guernit et Messous ; 2020

Photo 13 : Les 18 boîtes de Pétri pour les testes de germination.

Les boîtes ont été placée dans un phytotron à la température constante de 25°C (photo14), et nous avons suivi la germination des graines quotidiennement (la graine est considéré comme germée lorsque la radicule émerge des téguments et elle est visible à l'œil nu) et nous avons mesuré la longueur des radicules minimale et maximale à l'aide d'un pied à coulisse pour chaque boîte de Pétri (photo15) pendant 10 jours.



Guernit et Messous ; 2020

Photo14: Disposition des boîtes de Pétri dans le phytotron.



Guernit et Messous ; 2020

Photo15 : La mesure de la longueur de radicule.

II.2.3-Exploitation des résultats

Pour la présente étude, différents paramètres sont étudiés dont : différents paramètres de germination (Taux de germination final, Evolution du taux de germination et de la Vitesse de germination, temps pour 50% de germination, Coefficient de vélocité, Temps moyen de germination), les longueurs maximale et minimale de la radicule.

II.2.3.1-Taux de germination

Après 15 jours de test, l'expérience est arrêtée et le pourcentage de germination des graines dans chaque boîte de Pétri est déterminé.

Le taux de germination selon **Côme (1970)** correspond au nombre de graines germées par rapport au total des graines testées, il est estimé par la formule suivante :

$$TG\% = \frac{\text{Nombre des graines germées} \times 100}{\text{Nombre des graines testées}}$$

II.2.3.2-Taux de germination final

Est exprimé par le rapport du nombre de graines germées jusqu'au dernier jour du test sur le nombre total de graines testées.

II.2.3.3-Vitesse de germination

La vitesse de germination permet d'exprimer l'énergie de germination responsable de l'épuisement des réserves de la graine. C'est la variation dans le temps des taux de germination dès l'apparition de la première pointe de la radicule d'une ou des graines jusqu'à la stabilité de la germination, s'exprimant par le taux de germination obtenu à un moment donné.

II.2.3.4-Temps moyen de germination

Le temps moyen de germination est déterminé d'après la formule suivante :

$$\text{Temps moyen de germination(en jour)} = \frac{N_1T_1 + N_2T_2 + N_3T_3 + \dots + N_nT_n}{N_1 + N_2 + N_3 + \dots + N_n}$$

Où N_1 est le nombre de graines germées au temps T_1 ; N_2 est le nombre de graines germées entre le temps T_1 et le temps T_2 etc.

II.2.3.5-Coefficient de vélocité

Le coefficient de vélocité est proposé par KOTOWSKI (1926) avec un temps moyen de germination (T_m).

$$C_v = (N_1+N_2+N_3+ \dots +N_n/N_1T_1+N_2T_2+N_3T_3+ \dots +N_nT_n) \times 100$$

N_1 : Nombre de graines germées au temps T_1

N_2 : Nombre de graines germées au temps T_2

N_3 : Nombre de graines germées au temps T_3

N_n : Nombre de graines germées au temps T_n

II.2.3.6-Temps pour 50% de germination

C'est le temps nécessaire pour que 50% des graines testées germent (T_{50}).

II.2.3.7-La longueur de la racine maximale et minimale

Après avoir déterminé le nombre des graines qui ont germés, nous avons mesuré les longueurs des racines à l'aide d'un pied à coulisse chaque jour.

II.2.4-Analyse statistique

A la fin, nous avons procédé à une analyse de la variance (ANOVA) à une variable au seuil $\alpha = 5\%$ avec le logiciel XLSTAT (Version 2014).

Chapitre III

Résultats et Discussion

Chapitre III- Résultats et discussion

III.1- Résultats

Pour déterminer l'effet des extraits aqueux de la rhizosphère de la luzerne (*Medicago sativa* L.) sur la germination des graines de quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.), nous avons étudié des paramètres morpho-physiologiques de germination comme : Evolution du taux de germination, de la Vitesse de germination, de la longueur de la radicule maximale et minimale, ainsi que le temps pour 50% de germination, le coefficient de vélocité, le temps moyen de germination et le taux de germination final.

III.1.1-Paramètres évoluant dans le temps

III.1.1.1-Évolution du taux de germination

L'évolution du taux de germination correspond aux variations dans le temps du taux de germination des grains de quinoa testés, témoins et traités par les extraits aqueux de la rhizosphère de la luzerne à différentes concentrations. Les résultats sont présentés dans la figure 01.

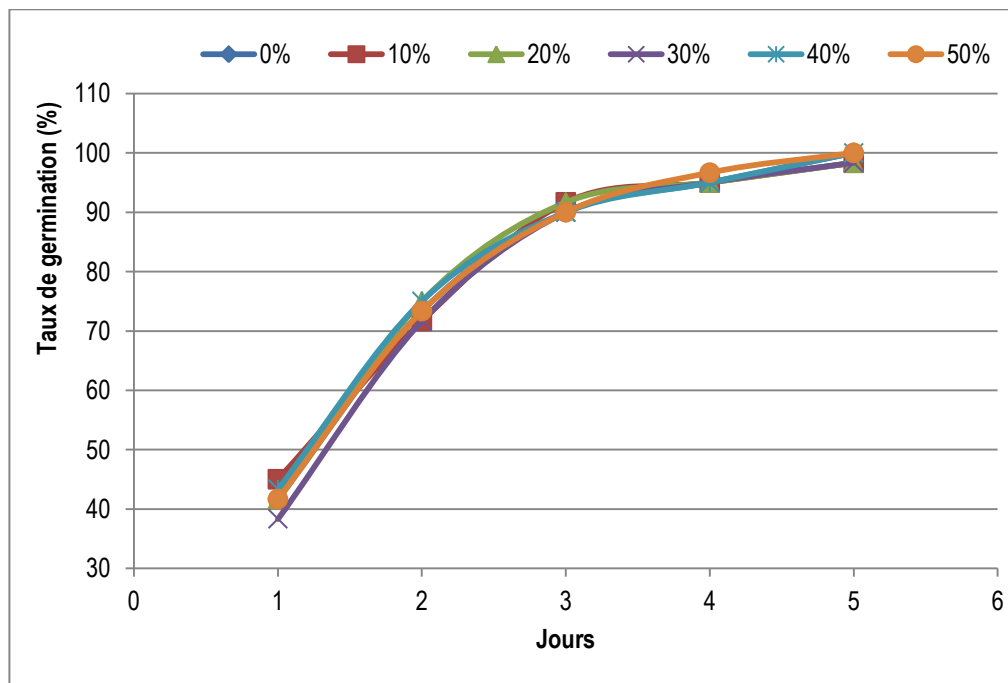


Figure 01: Évolution du taux de germination en fonction du temps selon les différentes concentrations.

Après avoir suivi l'évolution du taux de germination des grains de différents lots sur une durée de 5 jours, nous avons remarqué que la germination commence dès le premier jour pour tous les traitements et les taux varient entre 38.33% et 45%. L'évolution du taux de germination augmente rapidement jusqu'au troisième jour (90%) et par la suite, l'évolution est faible jusqu'au cinquième jour, et le taux de germination a été presque totale (100%) pour toutes les concentrations.

III.1.1.2-Évolution de la vitesse de germination

L'évolution de la vitesse de germination correspond aux variations dans le temps de la vitesse de germination des grains de quinoa testées, témoins et traités par les extraits aqueux de la rhizosphère de la luzerne à différentes concentrations. Les résultats sont montrés dans la figure 02.

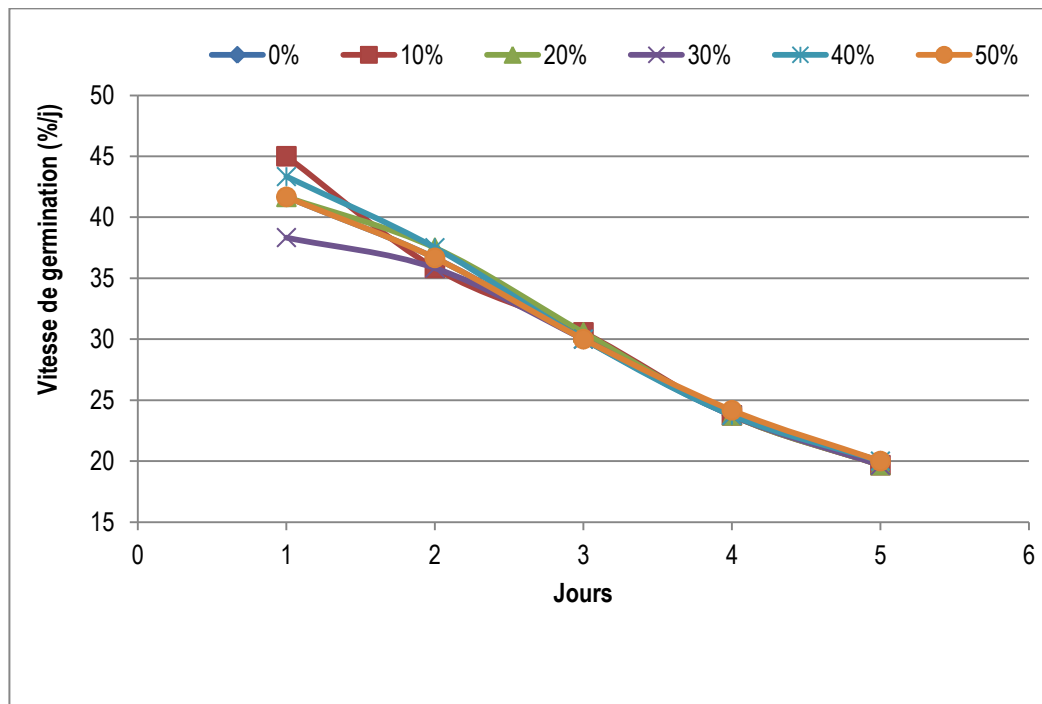


Figure 02: Évolution de la vitesse de germination en fonction du temps selon les différentes concentrations.

Après avoir suivi l'évolution de la vitesse de germination des grains des différents lots sur une durée de 5 jours, nous avons remarqué que la vitesse de la germination a été élevée dans le premier jour entre 38,33% et 45% et après nous avons remarqué une diminution de la vitesse jusqu'au cinquième jour (presque 20%) pour les différentes concentrations.

III.1.1.3-Évolution de la longueur minimale de la radicule

L'évolution de la longueur minimale de radicule correspond aux variations dans le temps de la longueur minimale de radicule des plantules de quinoa testées, témoins et traitées par les extraits aqueux de la rhizosphère de la luzerne à différentes concentrations. Les résultats sont montrés dans la figure 03.

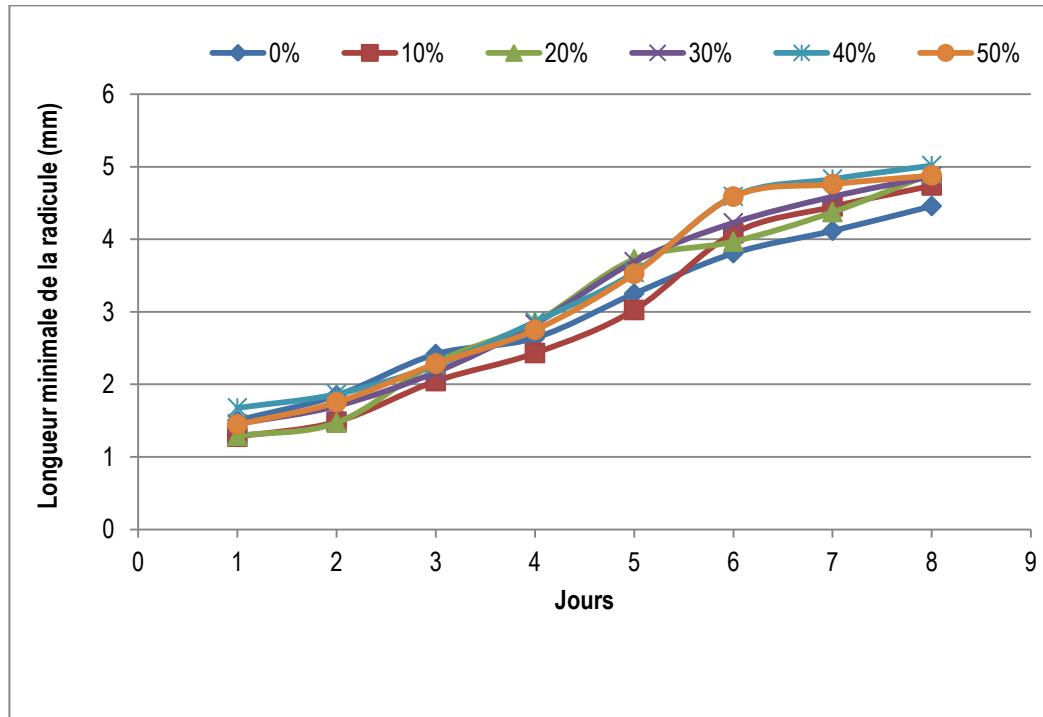


Figure 03: Évolution de la longueur minimale de la radicule en fonction du temps selon les différentes concentrations.

Le suivi de l'évolution de la longueur minimale de la radicule des plantules des différents lots a duré 8 jours, par la mesure de la longueur de la radicule à l'aide d'un pied à coulisse. Nous avons remarqué que la longueur minimale de la radicule dans le premier jour de la mesure est entre 1,28mm et 1,68mm, et après l'augmentation journalière de la longueur minimale de la radicule pour toutes les différentes concentrations jusqu'au huitième jour entre 4,46mm et 5,02 mm.

III.1.1.4-Évolution de la longueur maximale de la racicule

L'évolution de la longueur maximale de racicule correspond aux variations dans le temps de la longueur maximale de racicule des plantules de quinoa testées, témoins et traitées par les extraits aqueux de la rhizosphère de la luzerne à différentes concentrations. Les résultats sont montrés dans la figure 04.

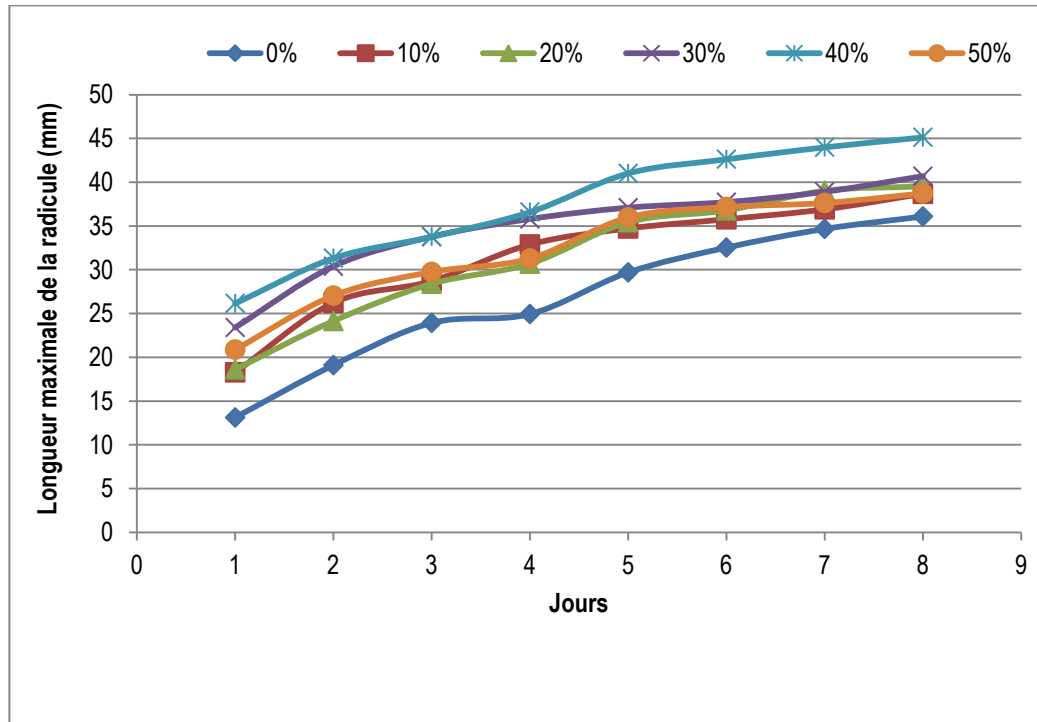


Figure 04: Évolution de la longueur maximale de la racicule en fonction du temps selon les différentes concentrations.

Après avoir suivi l'évolution dans la longueur maximale de la racicule des plantules de différents lots sur une durée de 8 jours, par la mesure de la longueur de la racicule à l'aide d'un pied à coulisse. Dans le premier jour on remarque que la longueur maximale de la racicule pour la concentration 40% est la plus importante (26,15mm) par rapport aux autres concentrations, par contre le témoin registre la longueur la plus faible (13,11mm) et les autres concentrations ont un comportement intermédiaire. La longueur maximale de la racicule augmente pour tous les traitements jusqu'au dernier jour entre 36,08mm (0%) et 45,13mm (40%).

III.1.2-Paramètres finaux

III.1.2.1-Temps pour 50% germination ($t_{1/2}$)

La figure 05 illustre les variabilités pour le temps pour 50% germination ($t_{1/2}$) des graines testés par les différentes concentrations des extraits aqueux de la rhizosphère.

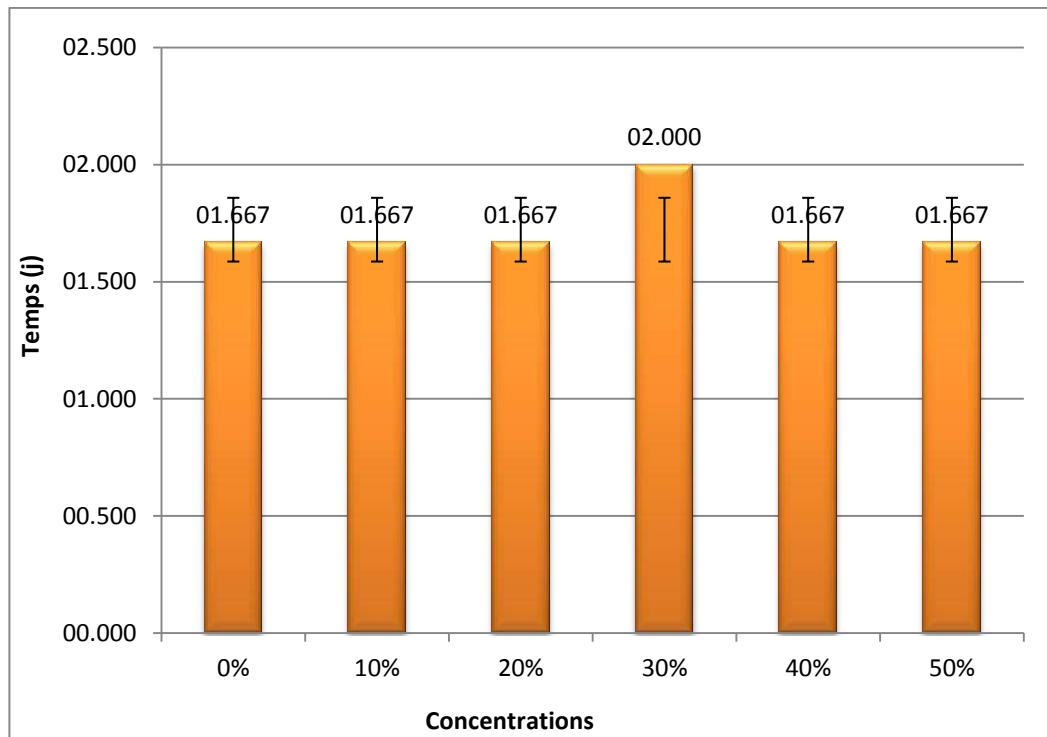


Figure 05: Temps pour 50 % germination ($t_{1/2}$) pour les différentes concentrations.

On remarque que le temps pour 50% germination ($t_{1/2}$) le plus élevée est de 2,00 jours pour les graines qui sont traitées par l'extrait aqueux de concentration 30%, suivi par le temps pour 50 % germination de 1,67 jours pour les graines qui sont traitées par les extraits aqueux des concentrations 0% (témoin), 10%, 20% 40% et 50%. Ainsi, les temps pour 50% germination se situent entre 2,00 jours et 1,67 jours. Toutes les graines testées (sauf pour la concentration 30%) atteignent un temps moyen de germination très voisin du témoin qu'est de 1,67 jours.

Dans les tableaux 05 et 06; l'analyse de variance n'a pas fait ressortir de différences significatives entre les différents concentrations et le test Newman-Keuls les a regroupées en un seul groupe homogène.

Tableau 05: Analyse de la variance du Temps pour 50 % germination ($t_{1/2}$).

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Modèle	5	0,278	0,056	0,200	0,956
Erreur	12	3,333	0,278		

Tableau 06: Test de Newman-Keuls (SNK) / Analyse des différences entre les modalités avec un intervalle de confiance à 95% pour le temps pour 50% germination ($t_{1/2}$).

Modalité	Moyenne	Groupes
0,3	2,000	A
0,0	1,667	A
0,1	1,667	A
0,2	1,667	A
0,4	1,667	A
0,5	1,667	A

III.1.2.2- Coefficient de vélocité

La figure 06 illustre les variabilités dans le coefficient de vélocité de germination des graines testées par les différentes concentrations des extraits aqueux de la rhizosphère.

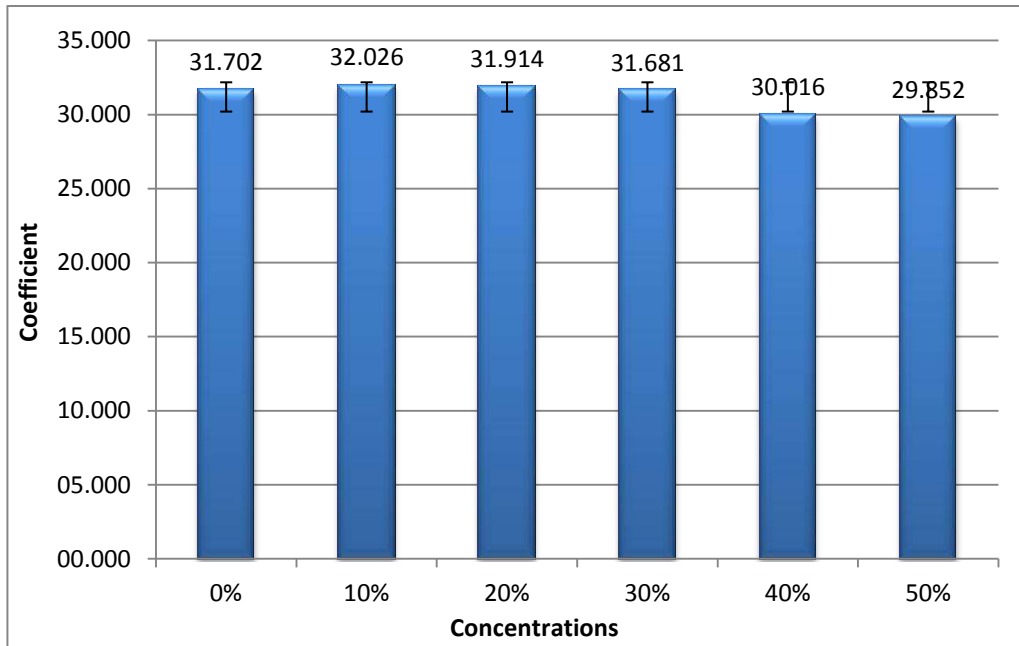


Figure 06: Coefficient de vitesse pour les différentes concentrations.

On remarque que le coefficient de vitesse le plus élevée est de 32,03 pour les graines qui sont traitées par l'extrait aqueux de concentration 10%, suivi par le coefficient de vitesse de 31,91 , 31,70 et 31,68 pour les graines qui sont traitées par les extraits aqueux des concentrations 20% ,0% et 30% respectivement, et après le coefficient de vitesse de 30,02 pour les graines qui sont traitées par l'extrait aqueux de la concentration 40%. Enfin, le coefficient de vitesse de 29, 85 pour les graines qui sont traitées par l'extrait aqueux de la concentration 50 %.

Dans les tableaux 07 et 08; l'analyse de variance n'a pas fait ressortir de différences significatives entre les différents concentrations et le test Newman-Keuls les a regroupées en un seul groupe homogène.

Tableau 07: Analyse de la variance du Coefficient de vitesse.

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Modèle	5	14,683	2,937	0,401	0,839
Erreur	12	87,913	7,326		

Tableau 08: Test de Newman-Keuls (SNK) / Analyse des différences entre les modalités avec un intervalle de confiance à 95% pour le Coefficient de vélocité.

Modalité	Moyenne	Groupes
0,1	32,026	A
0,2	31,914	A
0,0	31,702	A
0,3	31,681	A
0,4	30,016	A
0,5	29,852	A

III.1.2.3- Temps moyen de germination (t)

La figure 07 illustre les variabilités dans le temps moyen de germination (t) des graines testées par les différentes concentrations des extraits aqueux de la rhizosphère.

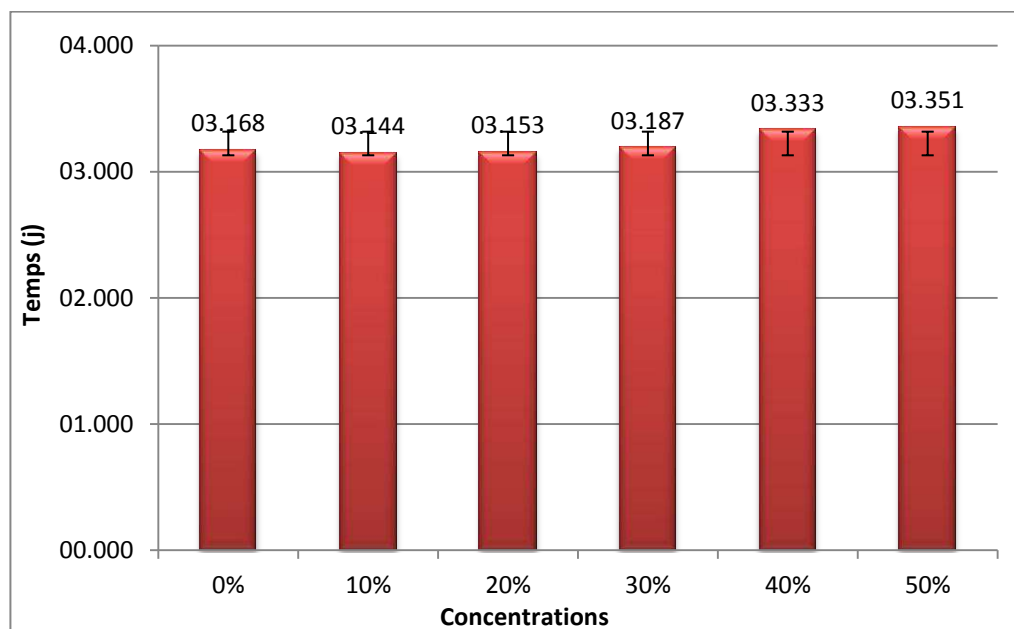


Figure 07: Temps moyen de germination (t) pour les différentes concentrations.

Chapitre III : Résultats et discussion

On remarque que le temps moyen de germination le plus élevée est de 3,33 jours et 3,35 jours pour les grains qui sont traitées par les extraits aqueux des concentrations 40% et 50% respectivement, suivi par le temps moyen de germination de 3,19 jours pour les graines qui sont traitées par l'extrait aqueux de concentration 30%, et après le temps moyen de germination 3,17 jours pour les graines qui sont traitées par l'extrait aqueux de la concentration 0%. Ensuite, le temps moyen de germination 3,15 jours pour les graines qui sont traitées par l'extrait aqueux de la concentration 20%, enfin le temps moyen de germination 3,14 jours pour les graines qui sont traitées par l'extrait aqueux de la concentration 10%.

Dans les tableaux 09 et 10 ; l'analyse de variance n'a pas fait ressortir de différentes significatives entre les différents concentrations et le test Newman-Keuls les a regroupées en un seul groupe homogène.

Tableau 09: Analyse de la variance du Temps moyen de germination (t) (en jours).

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Modèle	5	0,132	0,026	0,400	0,840
Erreur	12	0,789	0,066		

Tableau 10: Test de Newman-Keuls (SNK) / Analyse des différences entre les modalités avec un intervalle de confiance à 95% pour le temps moyen de germination (t).

Modalité	Moyenne	Groupes
0,5	3,351	A
0,4	3,333	A
0,3	3,187	A
0,0	3,168	A
0,2	3,153	A
0,1	3,144	A

III.1.2.4- Taux de germination final

La figure 08 illustre les variabilités dans le taux de germination final des graines testées par les différentes concentrations des extraits aqueux de la rhizosphère.

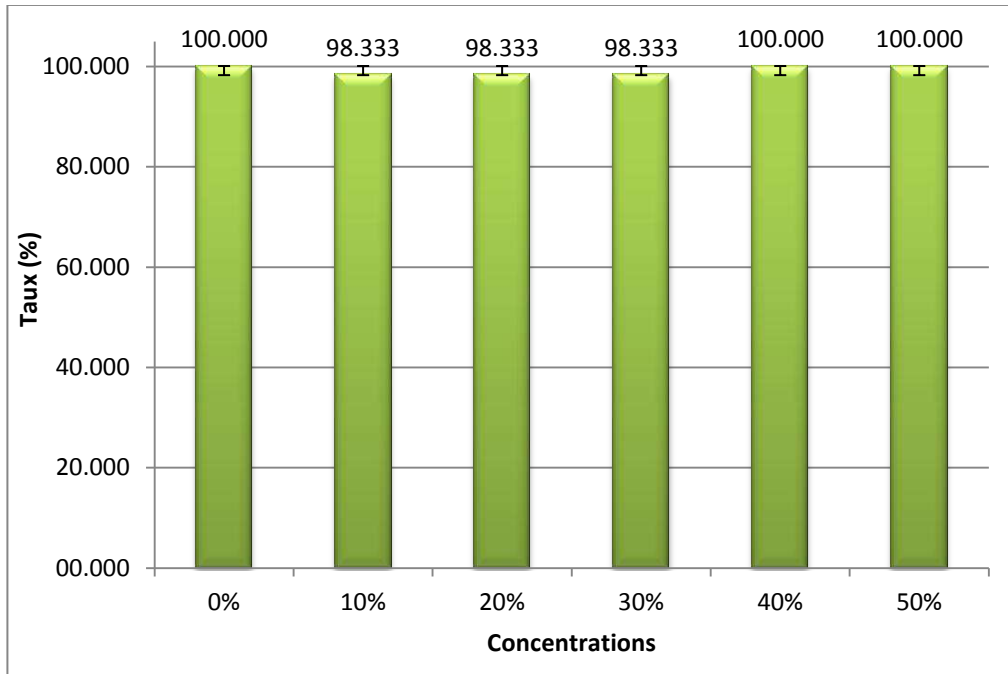


Figure 08: Taux de germination final pour les différentes concentrations.

On remarque que le taux de germination final le plus élevée est de 100% pour les graines qui sont traitées par le témoin et les extraits aqueux des concentrations 0%, 40% et 50%, suivi par le taux de germination de 98,33% pour les graines qui sont traitées par les extraits aqueux des concentrations 10% 20% et 30 %.

Dans les tableaux 11 et 12 ; l'analyse de variance n'a pas fait ressortir de différences significatives entre les différents concentrations et le test Newman-Keuls les a regroupées en un seul groupe homogène.

Tableau 11: Analyse de la variance du Taux de germination final (%).

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Modèle	5	12,500	2,500	0,600	0,701
Erreur	12	50,000	4,167		

Tableau 12: Test de Newman-Keuls (SNK) / Analyse des différences entre les modalités avec un intervalle de confiance à 95% pour le taux de germination final.

Modalité	Moyenne	Groupes
0,0	100,000	A
0,4	100,000	A
0,5	100,000	A
0,1	98,333	A
0,2	98,333	A
0,3	98,333	A

III.1.2.5- Longueur minimale de la racicule (mm)

La figure 09 illustre les variabilités dans la Longueur minimale de la racicule des plantules par les différentes concentrations des extraits aqueux de la rhizosphère.

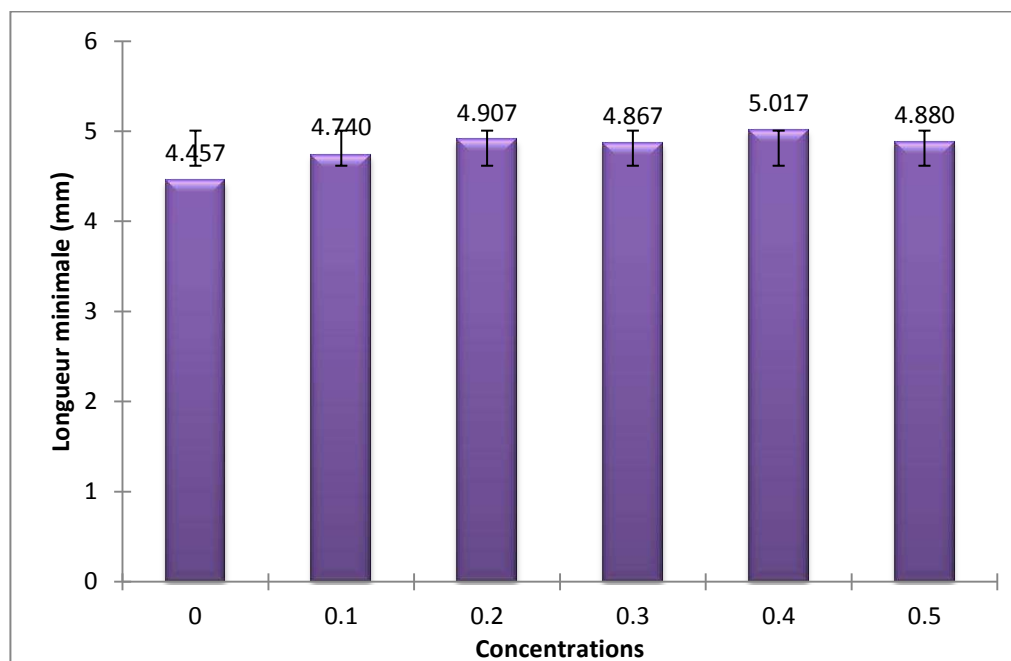


Figure 09: Longueur minimale de la racicule pour les différentes concentrations.

Chapitre III : Résultats et discussion

On observe que la plus grande valeur de longueur minimale des plantules est de 5.02mm pour les grains qui sont traitées par l'extrait aqueux de concentration 40%, suivie par la longueur minimale des plantules de 4.91mm pour les graines qui sont traitées par l'extrait aqueux de concentration 20%, et après la longueur minimale des plantules de 4.88mm et 4.87mm pour les graines qui sont traitées par les extraits aqueux des concentrations 50% et 30% respectivement. Ensuite, La longueur minimale des plantules de 4.74mm pour les graines qui sont traitées par l'extrait aqueux de la concentration 10%, enfin la longueur minimale des plantules de 4.46mm pour les graines qui sont traitées par l'eau distillée (témoin).

Dans les tableaux 13 et 14 ; l'analyse de variance n'a pas fait ressortir de différences significatives entre les différents concentrations et le test Newman-Keuls les a regroupées en un seul groupe homogène.

Tableau 13: Analyse de la variance de la Longueur minimale de la racicule (mm).

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Modèle	5	0,570	0,114	1,499	0,261
Erreur	12	0,912	0,076		

Tableau 14: Test de Newman-Keuls (SNK) / Analyse des différences entre les modalités avec un intervalle de confiance à 95% pour la Longueur minimale de la racicule (mm).

Modalité	Moyenne	Groupes
0,4	5,017	A
0,2	4,907	A
0,5	4,880	A
0,3	4,867	A
0,1	4,740	A
0,0	4,457	A

III.1.2.6- Longueur maximale de la radicule (mm)

La figure 10 illustre les variabilités dans la Longueur maximale de la radicule des plantules par les différentes concentrations des extraits aqueux de la rhizosphère.

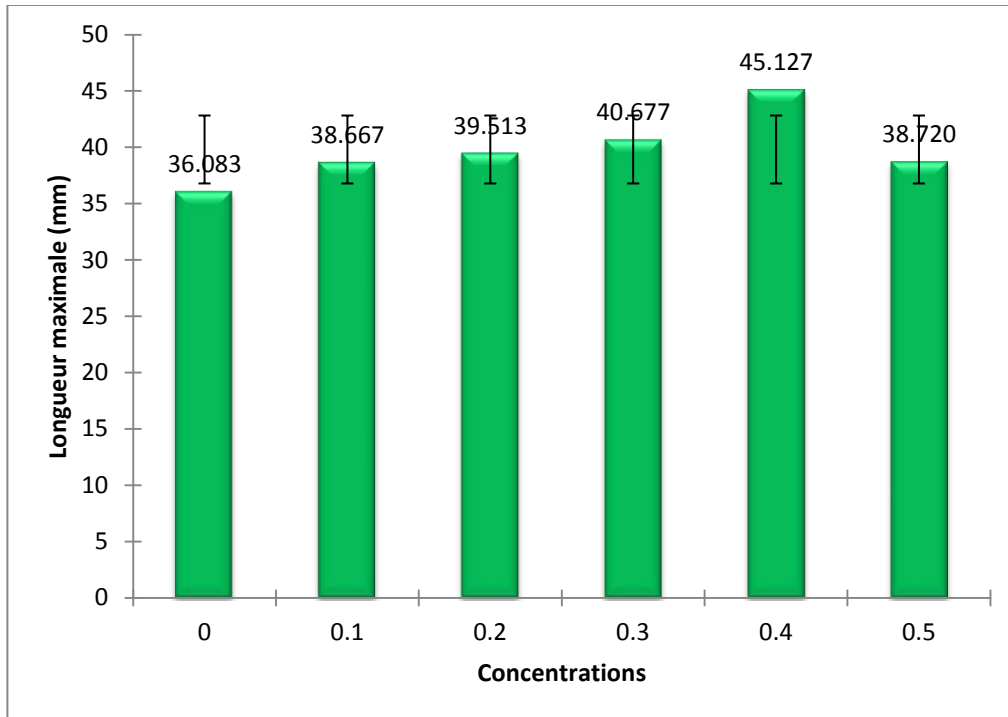


Figure 10: Longueur maximale de la radicule pour les différentes concentrations.

On observe que la plus grande valeur de longueur maximale des plantules est de 45.13mm pour les grains qui sont traitées par l'extrait aqueux de concentration 40%, suivi par la longueur maximale des plantules de 40.68mm pour les grains qui sont traitées par l'extrait aqueux de concentration 30%, et après la longueur maximale des plantules de 39.51mm pour les grains qui sont traitées par l'extrait aqueux de concentration 20%. Ensuite, La longueur maximale des plantules de 38.72mm et 38.67mm pour les grains qui sont traitées par les extraits aqueux des concentrations 50% et 10% respectivement, enfin la longueur maximale des plantules de 36.08mm pour les grains qui sont traitées par l'eau distillée (témoin).

Dans les tableaux 15 et 16 ; l'analyse de variance n'a pas fait ressortir de différentes significatives entre les différents concentrations et le test Newman-Keuls les a regroupées en un seul groupe homogène.

Tableau 15: Analyse de la variance de la Longueur maximale de la racine (mm).

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Modèle	5	136,466	27,293	0,442	0,811
Erreur	12	741,000	61,750		

Tableau 16: Test de Newman-Keuls (SNK) / Analyse des différences entre les modalités avec un intervalle de confiance à 95% pour la Longueur maximale de la racine (mm).

Modalité	Moyenne	Groupes
0,4	45,127	A
0,3	40,677	A
0,2	39,513	A
0,5	38,720	A
0,1	38,667	A
0,0	36,083	A

III.2- Discussion

L'extraction des métabolites végétaux peut ne pas être représentative de situations naturelles. L'extraction en laboratoire des métabolites d'une plante ne sont pas nécessairement des métabolites libérés dans l'environnement (**Klien et Miller, 1980**). Alors l'allélopathie dans les laboratoires se diffère de l'allélopathie dans les champs, car il y'a des interactions entre la plante et le sol (les facteurs biotique et abiotique). La production d'agents allélopathiques est également fortement influencée par les facteurs environnementaux (**Rice, 1974**). La radiation influence la production d'agents allélopathiques. De nombreuses études indiquent que la qualité de la lumière, l'intensité et la durée affectent nettement la production d'agents allélopathiques. Les conditions de stress découlant des carences en nutriments, de la sécheresse et du refroidissement entraînent une augmentation de la production d'agents allélopathiques (**Klien et Miller, 1980**).

Pour chaque espèce allélopathique l'inhibition augmente lorsque la concentration de l'extrait augmente. Toutefois l'allélopathie ne se manifeste selon **Friedman (1995)** que lorsque la quantité critique des composés allélochimiques atteint la plante ou la graine cible. **Arslan et al. (2005)**, **Nandal et Dhillon (2005)**, **Uremis et al. (2005)**, **Turk et Tawaha (2003)**, et **Batish et al. (2002)** ont montré que l'inhibition augmente avec l'augmentation de la concentration des extraits.

Les extraits des stades de reproduction sont plus inhibiteur que des stades végétatifs (**Chung et Miller, 1995c**) (**Guenzi et al., 1964**) (**Hegde et Miller, 1992a**).

Les composés allélopathiques est une conséquence d'inhibition de la division cellulaire, la perméabilité de la membrane et l'activation d'enzymes (**Grisi et al., 2012**, **Abdel-Ltif et al., 2015**). Ces substances affectent les mécanismes fondamentaux des plantes cibles comme la synthèse des protéines, la respiration, l'inhibition de la mitose au niveau des méristèmes racinaires, la diminution de l'ouverture des stomates, ... (**Rsaissi et al, 2013**, **Algandaby et al, 2016**).

Les substances allélopathiques peuvent être exploitées pour la lutte contre les mauvaises herbes et servir à l'élaboration d'herbicides (**Rsaissi et al., 2013**).

Plusieurs chercheurs ont également rapporté que l'espèce de *Medicago sativa* est riche en substances allélopathiques qui peuvent supprimer toute une végétation (**Bowman et Kirkaptric, 1986** ; **Ighoanugo, (1986, 1987)** ; **Lovett, 1989**).

Chez la luzerne (*Medicago sativa* L.), l'autotoxicité des composés allélochimiques ou leur complexe provenant de la plante donneuse affecte plus négativement sa propre espèce que d'autres espèces (**Chon et al., 2006**).

En plus de l'autotoxicité, la luzerne exprime l'hétérotoxicité, la forme normale d'allélopathie, dans laquelle la luzerne affecte la croissance des autres espèces (**Chung et Miller, 1995c** et **Grant et Sallans, 1964**).

A travers la recherche bibliographique, on a trouvé que l'extrait aqueux de la luzerne contient plusieurs composées phytotoxiques. Le composé phytotoxique hydrosoluble de la luzerne a été caractérisé comme étant un composé phénolique (**Hall and Henderlong, 1989**). Ces composés phénoliques empêchent la germination et la croissance de jeune plante par leurs effets sur des processus métabolique de germination et de croissance (**Salhi et al, 2013**).

Selon **Abdulrahman et Habib (1989)**, les exsudats et les résidus racinaire de la luzerne contient les composés phénoliques suivantes : L'acide caféique, l'acide chlorogénique, l'acide isochlorogénique, l'acide p-coumarique, l'acide p-OH-benzoïque, l'acide férulique et la quercétine. Et Selon **Chon et Kim (2002)** les racines de luzerne contient Coumarine, acide trans-cinnamique, acide hydro-cinnamique, acide m-coumarique, acide o-coumarique, acide p-coumarique, acide caféique, acide férulique et acide salicylique.

La germination des graines est un processus biochimique et physiologique où dès le premier contact de la graine avec le stimulus exogène (eau), une enzyme amylase est synthétisé et secrétée afin de dégrader l'amidon (albumines) afin de fournir à l'embryon l'énergie nécessaire à la germination (**Regnault-Roger et al., 2008**). Une fois secrété, la croissance embryonnaire amorce et intervient par la suite par un autre processus physiologiques où les acteurs sont les hormones de croissances végétales dont l'auxine (**Lesuffleur, 2007**).

Il est admis que les substances de croissance végétales dont les auxines sont synthétisés dans les apex caulinaires et racinaires et transporté dans l'axe de la plante. L'allongement des racines est particulièrement sensible à l'auxine (AIA) ; a des très faible concentrations provoque la croissance des racines excisées ou intactes, et à des concentrations plus élevé, ils stimulent l'allongement des tiges et en inhibant fortement la croissance des racines (**Hopkins, 2003**).

La division et l'élongation cellulaire, phase essentielle pour le développement, sont sensibles à la présence des composés toxique (**Muller, 1996**). Les substances toxique sont réduits l'activité des hormones végétale (**Blum, 2005**), et empêche la synthèse des protéines et des acides nucléiques (**Baziramakenga et al, 1997**), et la synthèse ou le fonctionnement des plusieurs enzymes liée a la croissance sont aussi parfois perturbés (**Chiapusio et al, 1997**).

Les résultats obtenus pour la germination des graines testées du quinoa montrent que les graines germent en présence des différentes concentrations retenues en extraits aqueux de la rhizosphère de la luzerne, donc il n'y aurait aucun effet inhibiteur ni synergique sur la germination par rapport aux graines des lots témoins, et nous n'avons pas observé un ralentissement de la germination, et pour toutes les concentrations retenues. Par contre **Grant et Sallans (1964)** ont constaté que les extraits aqueux de luzerne réduisaient le pourcentage de

germination de la luzerne, du trèfle rouge, de la fléole des prés, de l'herbe brome et d'autres plantes cultivées.

Dans les figures 09 et 10, nous avons remarqué que pour toutes les concentrations, il n'y a aucun effet inhibiteur sur la longueur des plantules et n'y avait pas l'activité allélopathique. Par contre **Guenzi et al. (1964)** ont démontré que les extraits de la luzerne contenant des saponines hydrosolubles inhibaient la longueur des racines et des pousses des semis de maïs. **Waller et al. (1993)** ont montré que la croissance et le développement du brome, de la basse-cour, de l'amarante, du pissenlit et de la caféine ont été inhibés par les saponines des racines de luzerne.

L'effet toxique de la luzerne dépend de la concentration de l'extrait, du stade de croissance et de la tolérance génétique à la toxicité de la luzerne. La plupart des parties de la luzerne étaient toxiques pour la croissance des plantes lorsqu'elles étaient appliquées en forte concentration (**Chon et al., 2000**), dans notre expérience ; il n'est pas clair que le manque des composés phytotoxiques dans les extraits a causé par les concentrations ou par le stade de croissance ou par la tolérance génétique, ou par les trois à la fois.

Karaaltin et al. (1999) ont observé un effet inhibiteur important des extraits de la luzerne cultivée (*Medicago sativa* L.) sur le blé et l'orge.

El-Darier et Zein El-Dien (2011) ont trouvés que l'extrait aqueux de la luzerne à des concentrations plus élevées a supprimé la germination, la croissance des racines et des pousses et l'assimilation des éléments nutritifs des plantules de tomate.

Une étude menée par **Koloren (2007)** qui applique différentes concentrations d'extrait aqueux des feuilles et des racines de *Medicago sativa* L. sur quatre adventices et détecté comme résultat que l'augmentation de la concentration (de 5_50) il y a une inhibition dans la germination et la longueur des racines de toutes les plantes testées.

Dans notre cas la germination et la longueur des plantules n'ont pas été influencées par les doses des extraits de la rhizosphère de la luzerne, ceci pourrait être dû au fait que les concentrations des extraits en composés toxiques soient moyennement faibles, ou bien que le quinoa est insensible à ces extraits et que ce dernier puisse suivre la culture de luzerne dans une rotation agricole sans effets antagonistes.

Conclusion

Conclusion

Le phénomène de l'allélopathie est l'interférence chimique d'une ou plusieurs substances d'une espèce végétale avec la germination, la croissance ou le développement d'autres espèces de plantes (ou de la même espèce : auto-allélopathie). L'allélopathie couvre à la fois des effets d'inhibition et de stimulation. Les substances chimiques synthétisées par les plantes allélopathiques, et qui sont impliquées donc ce phénomène, sont appelées allélochimiques. La germination, la croissance et le développement peuvent être affectés. Toutefois, l'allélopathie ne se manifeste que lorsqu'une quantité suffisante des substances allélopathiques atteint la cible, c'est un effet concentration-dépendant.

Dans notre travail, nous avons testé, dans les conditions de laboratoire, différentes concentrations (0%, 10%, 20%, 30%, 40% et 50%) des extraits aqueux de la rhizosphère de la luzerne (*Medicago Sativa* L.) sur la germination et le développement des graines de la variété Q102 du quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.).

A travers les résultats obtenus, nous retenons que les extraits aqueux de la rhizosphère de la luzerne ne présentent aucun effet inhibiteur sur la germination des graines du quinoa et la post-germination des plantules (la longueur maximale et la longueur minimale des radicules), donc il n'y aurait pas d'effet toxique de la luzerne ou que ces molécules n'affectent pas la germination et la post-germination pour toutes les concentrations retenues. Cet effet dépend, comme dans d'autres études, de la concentration des substances allélochimiques, du stade de croissance, de la tolérance génétique à la toxicité de la luzerne et de la partie extraite.

Des composés allélopathiques dans cette plante peuvent être utilisés pour préparer des produits naturels alternatifs complémentaires aux herbicides chimiques pour minimiser les risques et les impacts sur la santé humaine, animale, l'environnement et la biodiversité. Cependant, une réduction marginale de l'utilisation d'herbicides au cours du temps sera un avantage économique significatif pour les agriculteurs. De même, ces résultats, s'ils sont confirmés par d'autres expériences, serviraient dans le cadre de rotations agricoles (quinoa après luzerne) sans effets négatifs ou néfastes d'autant que la luzerne, si elle est enfouie dans le sol, contribuerait à son enrichissement en produits azotés dont les sols des zones arides notamment en sont dépourvus.

En règle générale, lorsque la quantité de substances allélopathiques reçue par la plante cible est vraiment trop faible, ces dernières peuvent jouer le rôle d'hormones végétales, comme les gibbérellines, phytohormones induisant la germination. Pour cela, il serait judicieux de reprendre le travail avec d'autres concentrations et d'élargir le champ d'investigations avec d'autres paramètres et variétés.

*Références
bibliographiques*

Références bibliographiques

- **Abdel-Latif A, El-Darier S, Abdel-Razik M, Salem S., 2015.** Biomonitoring of Allelopathy between *Salix alba* L. and Five *Triticum* Cultivars at Delta Region, Egypt. International Journal of Agriculture and Crop Sciences. Vol 8(3): pp295-301.
- **Abdul-Rahman A. A , et Habib S. A., 1989.** Allelopathic effect of alfalfa (*Medicago sativa* L.) on bladygrass (*Imperata cylindrica*). J. Chem. Ecol. 15:2289-2300.
- **Algandaby M, EL-Darier S M., 2016.** Management of the noxious weed; *Medicago polymorpha* L. via Allelopathy of some medicinal plants from Taif region, Saudi Arabia. Saudi Journal of Biological Sciences.
- **Ammari S., 2011-**contribution à l'étude de germination des grains des plantes sahariennes broutées par le dr'omadaire, 46p.
- **An I.R, Lovett J.V.,1997.** Mathematical modelling of allelopathy. Biological response to allelochemicals and its interpretation. J.Chem.Eco,19 2379-2388. Cité par Blanco J.A,2007.
- **Anonyme, 2014.** L'introduction du quinoa en Algérie ouvre de grandes perspectives de développement. APS (Algérie presse service).
- **Anzala f.J., 2006-** Contrôle de la vitesse de germination chez le maïs (*Zea mays*) : étude de la voie biosynthèse des acides amines issus de l'aspartate et recherche de QTLs. Thèse de doctorat. Université d'Angers. 148p.
- **Arslan, M., I. Uremis and A.Uludag. 2005.** Determining bio-herbicidal potential of rapessed.
- **Bagchi G.D., J aiind D.C et Kumar S., 1997.** Arteether: A potent plant growth inhibitor from *Artemisia annua*. Phytochemistry. Vol 45.No 6:1131-1133.
- **Bais H.P, Vepachedu R, Gilroy S, Callaway R.M, Vivanco J .M. 2003.** Allelopathy and exotic plant invasion: from molecules and genes to species interactions.
- **Barkosky R.P. et Einhellig F.A, 1993.** Effects of salicylic acid on plant-water relationships. Chem. Ecol.
- **Batish, D. R., P. Singh, R. K. Kohl, D. B. Saxena and S. kaur. 2002.** Allelopathic effects of parthenin against two weedy species, *Avena fatua* and *bidens pilosa*. Environmental and experimental botany 47(2):149-155.
- **Baziramakenga R, Leroux G D, Simard R, Nadeau P., 1997.** Allelopathic effect of phenolic acids on nucleic acid and protein levels in soybean seedling. Can. J. Bot. vol (75): pp 445-450.
- **Bhargava A., SHUKALA S., Ohri D. 2006.** Chenopodium quinoa – An Indian perspective. Industrial crops and products 73-87.

- **Blum U., 2005.** Relationships between phenolic acid concentrations, transpiration, water utilization, leaf area expansion, and uptake of phenolic acids: nutrient culture studies. *Journal of Chemical Ecology*, vol (31): pp1907–1932.
- **Botineau M. , 2010.** Botanique systématique et appliquée des plantes à fleurs. Ed. Tec&Doc. Paris.
- **Bouton JH .,1996.** New uses for alfalfa and other" old" forage legumes. In: Janick J (ed)Progress in new crops. American Society of Horticultural Science, Alexandria, Virginia, pp 251-259.
- **Bouton JH.,2001.** Alfalfa. In: J. A. Gomide, Silva SCd, Mattos WRS (eds) Proceedings of the XIX International Grassland Congress, Sao Paulo, Brazil, pp 545-547.
- **Bowman D. M. J.S., Kirkpatrick J. B. 1986.** Establishment, suppression and growth of *Eucalyptus delegantensis* R. T. Baker in multiaged forests.III. Intraspecific allelopathy, competition between adult and juvenile for moisture and nutrients, and frost damage to seedlings. *Aust J Bot*, 34:81-94.
- **Camille M., 1980.** "Fourrages". Ed. La maison rustique. Paris.302 p.
- **Camron H.J. et Julian J.R., 1980.** Inhibition of protein synthesis in lettuce (*Lactuca sativa* cultivar Black Seed Simpson) by allelopathic compounds.*J. Chem. Ecol.*, 6:989-996.
- **Chaussat R et Ledeburff Y ., 1975 –** La germination des semences. Ed. Bordars, Paris, 232p.
- **Chiapusio G, Sanchez A M, Reigosa M J, Gonzalez L, Pellissier F., 1997.** Do germination indices adequately reflect allelochemicals effects on the germination process.*J. Chem. Ecol.* Vol (23): pp2445-2453.
- **Chiapusio G., Gallet C., Dobremez J.F et Pellissier F., 2002.** Composées allélopathiques.
- **Chon ,S.U., Choi ,S.K., Jung S ., Janga,H.G., Pyoa,B.S., et Kim, S.M., 2002.** Effects of alfalfa leaf extracts and phenolic allelochemicals on early seedling growth and root morphology of alfalfa and barnyard grass. *Crop Protection* pp ; 1077–1082
- **Chon .S. U., Jennings.J. A. et Nelson .C.J., 2006.** Alfalfa (*Medicago sativa* L.) autotoxicity :Current Status, *Allelopathy Journal* 18(1): pp 01-24 (2006), Gwangju Institute of Science and Technology, Gwangju 500-712, South Korea , pp 1-24.
- **Chon, S., J.H. Coutts and C.J. Nelson., 2000.** Effect of light, growth media and seedling orientation on bioassays of alfalfa autotoxicity. *Agron. J.,United States* 92: 715-720.
- **Chou C.H et Waller G.R., 1983.** Allelochemical and pheromones. Institute of Botany, Academia Sinica Monograph Series 5, Taipei.
- **Chung, I.M. et Miller, A D.,1995c.** Natural herbicide potential of alfalfa residue on selected weed species. *Agronomy Journal* 87 : 920-925.

- **Côme D., 1970-** Les obstacles à la germination (monographie et physiologie végétale). Ed. Masson et Cie (Paris), 162p.
- **Conrad H et Klopfenstein T.,1988.** Role in livestock feeding-greenchop, silage, hay, and dehy. In: Hanson AA, Barnes DK, Hill RR (eds) Alfalfa and Alfalfa Improvement. American Society of Agronomy, Madison, Wisconsin.
- **Cumo C., 2013.** Encyclopedia of cultivated plants from acacia to zinnia. Volume I: A-F. California.
- **Del Castillo C., Gregory M., Winkel T., 2008.** Le Quinoa en Bolivie : une culture ancestrale devenue culture de rente « bio-équitable ». Biotechnol. Agron. Soc. Environ., 12(4) : 421-435.
- **Deysson G., 1967.** Physiologie et biologie des plantes vasculaires, croissance, production, écologie, physiologie. Ed Société d'édition déneigement supérieur. Paris, 335p.
- **Einhellig F.A. et Schon M.K., 1982.** Non competitive effects of kochia scoparia on grain sorghum and soybeans. Can. J. Bot, 60:2923-2930.
- **Einhellig F.A., Hejl A.M et Souza I.F., 1993.** Effects of root exsudates sorgoleone on photosynthesis. J. Chem. Ecol, 19:369-375.
- **El-Darier S. M et Zein El-Dien M.H.,2011 .**Biological activity of *Medicago sativa* L. (alfalfa) residues on germination efficiency, growth and nutrient uptake of *Lycopersicon esculentum* L. (tomato) seedlings.
- **Emile, J. C., M. Mauriès, G. Allard, et P. Guy, 1997.** Genetic variation in the feeding value of alfalfa genotypes evaluated from experiments with dairy cows. Agronomie, 17 : 119-125.
- **Fanny B., 2005.** Mise en évidence du potentiel allélopathique de la germinée *festuca paniculata* dans les prairies subalpines. Sciences du vivant – Biodiversités Ecologie environnement Rapport de stage de master. University Josef Fourier.
- **FAO (food and agriculture organisation), 2013 .** Quinoa année Internationale <http://www.fao.org/quinoa-2013/faqs/fr/>.
- **Fridmen, J. 1995.** Allelopathy Auto toxicity, and germination. In seed development and germination. CRC Press, Florida. pp. 629-643.
- **Galwey, N. W., Leakey, C. L. A., Price, K. R., & Fenwick, G. R. 1989.** Chemical Composition and Nutritional Characteristics of Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.). Food Sciences and Nutrition, 42(4) : 245–261.
- **Giusti L. 1970.** El genero cenopodium in Argentina I: Numeros de cromosomas. Darwiniana, 16, 98-105.
- **Grant E.A et Sallans W.G.,1964.** Influence of plant extracts on germination and growth of eight forage species. Journal of British Grassland Society 19 : 191-197.

- **Grisi P.U, Gualtieri S.C.J, Ranal M .A et Garcia Santana D G., 2012.** Allelopathic interference of *Sapindus saponaria* root and mature leaf aqueous extracts on diaspore germination and seedling growth of *Lactuca sativa* and *Allium cepa*. Brazilian Journal of Botany. Vol 35(1): pp1-9.
- **Guenzi W.D., Kehr W.R.et McCalla T.M.,1964.** Water-soluble phytotoxic substances in alfalfa forage: Variation with variety, cutting, year, and stage of growth. Agronomy Journal 55 : 499-500.
- **Hall M. H., et Henderlong P. R., 1989.** Alfalfa autotoxic fraction characterization and initial separation. *Crop Sci.* 29:425–428.
- **Hamom S., 2001.** Des modèles biologiques à l'amélioration des plantes. Ed. IRD. Paris.657p.
- **Hancock D. W. 2005.** Autotoxicity in Alfalfa (*Medicago sativa* L.): Implications for Crop Production. University of Kentucky, Lexington KY, pp 1–17.
- **Hegde R.S et Miller D.A.,1992.**Concentration dependency and stage of crop growth in alfalfa autotoxicity. Agronomy Journal 84 : 940-946.
- **Heller R ; Esnault S et Lance C., 1990-** physiologie végétale, Masspn paris P 16.
- **Herbillon M. 2015.** Le quinoa : intérêt nutritionnel et perspectives pharmaceutiques. Thèse de doctorat d'état, université de Rouen U.F.R de médecine et de pharmacie, 127p.
- **Hopkins .WG,2003.** Physiologie végétale.Boeck et Larcier, Bruxelles. 267-283p.
- **Igboanugo A.B.I., 1986.** Phytotoxic effects of Eucalyptus on food crops, particularly on germination and radical extension.trop Sic, 2:419-424.
- **Igboanugo A.B.I., 1987.** Effects of Eucalyptus on growth and yield of *Amaranthus caudatus* and *Ablmoschus esculentus*. Agri Ecosys Environ, 18 :243-250.
- **Inderjit, 1996.** Plant Phenolics in allelopathy. The Botanical Review, 62(2): 186-202.
- **Inderjit, Duke S.O., 2003.** Ecophysiological aspect of allelopathy. Plante, 217:529-539.Cité par Ding et al. 2007.
- **INRA Maroc(1965).**Institut National de Recherche Agronomique du Maroc, les cultures fourragère irriguées au maroc, INRA, Rabat, 28 p.
- **Jacobsen S.E., Jørgensen I., Stølen, O. 1994.** Cultivation of quinoa (*Chenopodium quinoa*) under temperate climatic conditions in Denmark. The Journal of Agricultural Science 122(01), 47.
- **Jael calla,2012.** Manejo agronomico del cultivo de la quinua.
- **Jeam P; Catmrine T et Giues L.,1998-** Biologie des plantes cultivées.Ed.L'Arpers, Paris, 150p.
- **Jobidon R., Thibault J.R., Fortin J.A., 1986.** Phytotoxic effect of barley, oat and wheat mulches in eastm Quebec forest palntations. 1. Effects on red raspberry (*Rubus idaeus* L.).For. Ecol. Manage, 29: 277-294.

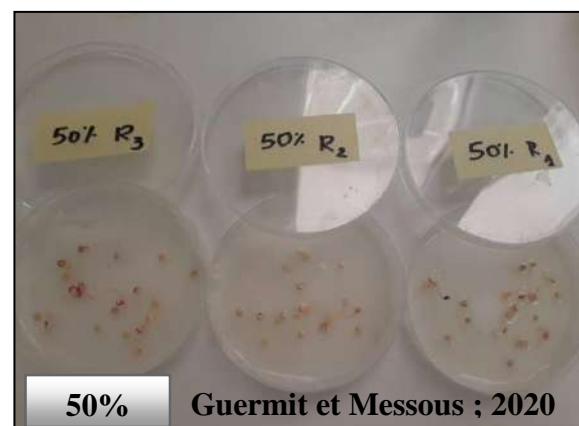
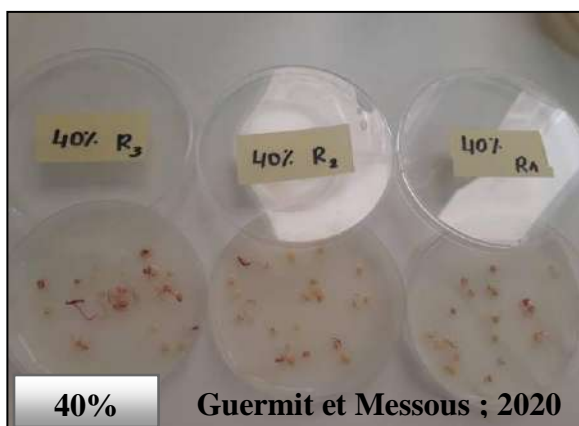
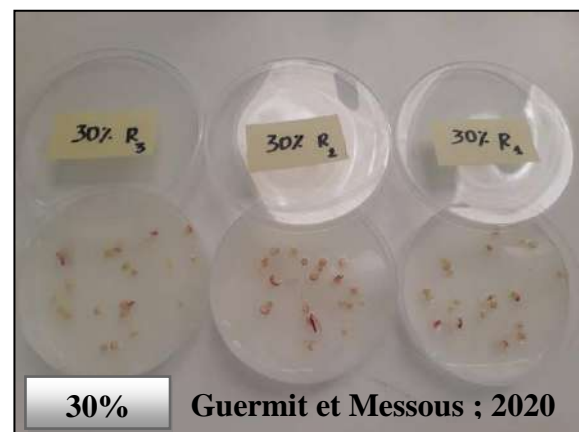
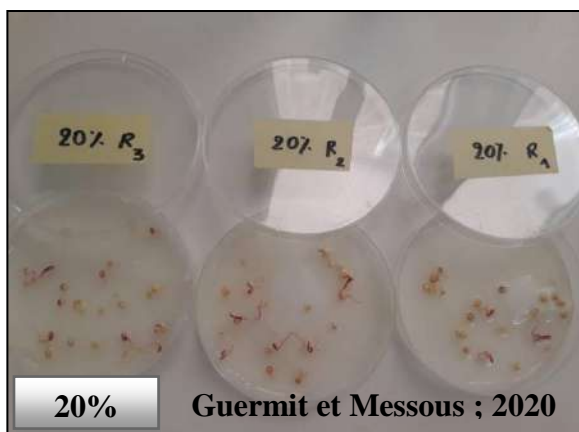
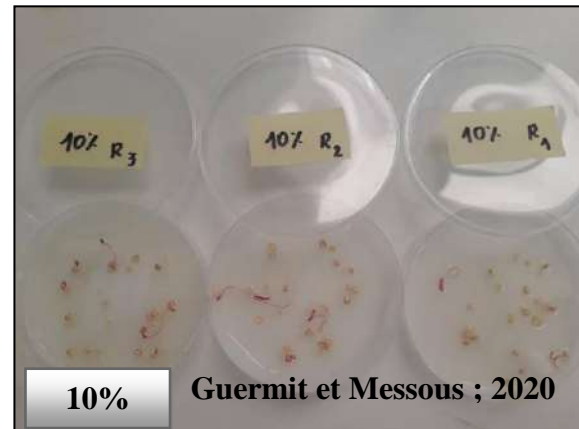
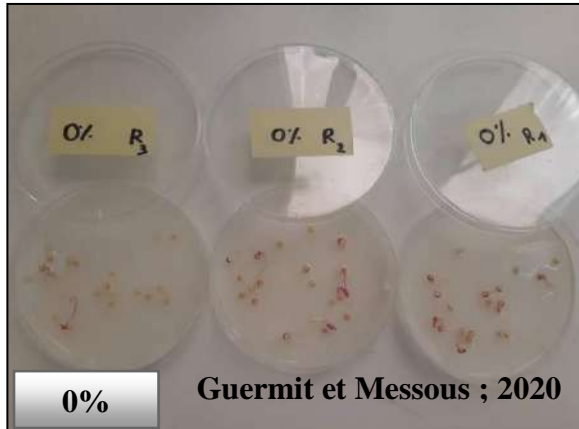
- **Jyoti G., Chanu H. 2018.** Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) – The forgotten golden grain. International journal of food and nutritional sciences. Vol. 7 N°1, <http://www.ijfans.com/currentissue.php>
- **Karaaltin, S., A. Erol, O.S. Uslu, A. Tufekci, S. Elci. 1999.** Elci yoncasinin (*Medicago sativa* var. elci) kok, govde, yaprak, cicek ve tohumundan elde edilen ekstraktelerin bazi bitki tohumlarının cimlenme ve fide gelismisi uzerine etkileri. Turkiye 3ncu Tarla Bitkileri Kongresi, 15-18 Kasim 1999, Adana, Turkiye (in Turk with English summary). pp. 195-200.
- **Karmer, Paul J et Kozowski, Theodore T.,1979.** Physiology of woody plants.
- **Klein R.R et Miller D. A., 1980.** Allelopathy and its role in agriculture, communications in soil science and plant analysis 11:1, 43-56
- **Kohli R.K., Batish D., Singh H.P., 1998.** Allelopathy and its implications in agroecosystems.J. Crop Prod., 1:169-202.
- **Koitaabashi R., Suzuki T., Kawazu T., Sakai A., Kuroiwa T., 1997.** 1, 8-cineole inhibits root growth and synthesis in the root apical meristem of *Brassica campestris* L.J.plant.Res., 110:1-6.
- **Koloren Onur.,2007.**Allélopathic effects of *Medicago sativa* L and *vicia cracca* L leaf root extract on weed.pakistan journal of biologie (10)10 :1632-1642.
- **Lapeyronie A.(1982).** Les productions fourragère méditerranéennes. Ed Maisonneuve et Larousse.paris. Tome 1.P 425.
- **Lesuffleur F., 2007.** Rhizodéposition à court terme de l'azote et exsudation racinaire des acides aminés par le tréfle blanc (*Trifolium repense* L.).17-37p.
- **Lovett J.V., Ryuntyu M.Y., Liu D.L., 1989.** Allelopathy, chemical communication and plant defense.J.Chem.Ecol. 15: 1193-1201.
- **MADRPM,** (Ministère de l'Agriculture, du Développement Rural et des pêches Maritimes), (2005).fiche technique sur les cultures alternatives : Quinoa, amarante et épeautre, 1-2.
- **Marinoff M.A., Zago G. L., Pzocik H. j., Chifa C ., Giménez M. C ., 2005.**contribucion al.
- **Mazliak P ., 1982-** croissance et développement, Physiologie végétale II. Hermann ed. Paris, Collectionméthodes. 465p.
- **Meyer S; Reeb C et Bosdeveix R., 2004-** Botanique, biologie et physiologie végétale .Ed.Moline, Paris, 461p.
- **Michel V., 1997.** La production végétale, les composantes de la production. Ed. Danger, Paris, 478p.
- **Muller C.H., 1996.** The role of chemical inhibition (Allelopathy) in vegetational composition. Bull. Torrey Bot. Club, 93:332-351.

- **Nandal, D. P. S. and A. Dhillon. 2005.** Allelopathic effects of poplar (*populus deltoides* Bartr Ex Marsh): an assessment on the response of wheat varieties under laboratory and field conditions. 4th the world congress on Allelopathy, 21-26 August 2005, Charles sturt University, Wagga, NSW, Australia. http://www.regional.org.au/au/allelopathy/2005/2/1/2449_nandal.htm[10/08/2009].
- **Narwal, S. S. 2000.** Allelopathy in Ecological Agriculture. In Proceedings of the III International Congress on Allelopathy in Ecological Agriculture and Forestry, 18-21 August 1998, Dharwad, India. Kluwer Academic Publishers, Dordrecht. pp. 11-32.
- **Nielson K.F, Cuddy T.F et Woods W.B., 1960.** The influence of the extracts of some crops and soil residues on germination and growth. *Can. J. Plant Sci.*, 40:188-197.
- **Pousset, J. 2009.** Agriculture naturelle : Face aux défis actuels et à venir, pourquoi et comment généraliser une pratique agricole "naturelle" productive. Agridécisions, Paris. p. 155.
- **Putnam, A.R. et Weston, L.A .1986.** The Science 6. Of allelopathy. Wiley. New York, p.43.
- **Rahimzadeh F, Tobeh A, Shahzad S J., 2012.** Study of allelopathic effects of aqueous extracts of roots and seeds of goosefoot, red-root amaranth and field bindweed on germination and growth of lentill seedlings. *International journal of agronomy and plant production*. Vol 3 (9): pp318-326.
- **Ramesh S , Hedge et Miller D. A.,1989,** Allelopathy and Autotoxicity in Alfalfa: Characterization and Effects of Preceding Crops and Residue Incorporation, *Crop Science*, Université de Illinois at Urbana-Champaign, 6: 1255-1259.
- **Regnault-Roger C , Philogene B. JR et Vincent CH., 2008.** Biopesticides d'origine végétale .Ed.TEC&DOC, Paris : 51-60p
- **Reigosa M.J ., Souto X.C. et Gonzales L., 1996.** Allelopathic research: methodological, Ecological and evolutionary aspect. Scientific Publisher, Jodhpur, 213-231.
- **Rice E. L. 1974.** Allelopathy. Academic Press, Inc., New York.
- **Rice E. L., 1984.** Allelopathy. Academic press. Orlando.
- **Rice E.L., 1992.** Allelopathy: Basic and applied aspects. Chapman & Hall, London, pp.31-58.
- **Robles C. Bonin G.et Garzino S., 1999.** Potentialités autotoxiques et allélopathiques de *cistus albidus* L. *C.R Acad.Sci. Lifes Sciences*, 322 : 677-685.
- **Rsaissi N, Bouhache M, Bencharki B., 2013.**Potentiel allélopathique du figuier de barbarie « *Opuntia ficus-indica* (L.) Mill » sur la germination et la croissance du jujubier « *Ziziphus lotus* (L.) Desf.». *International Journal of Innovation and Applied Studies*. Vol (3):pp2005-2014.

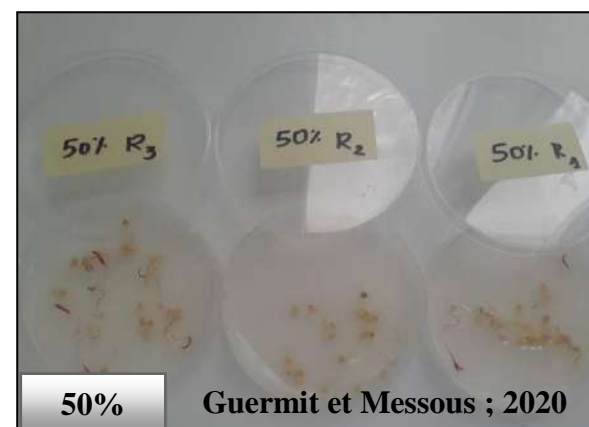
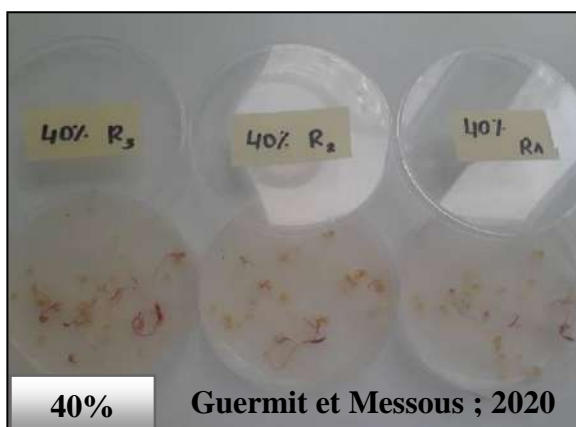
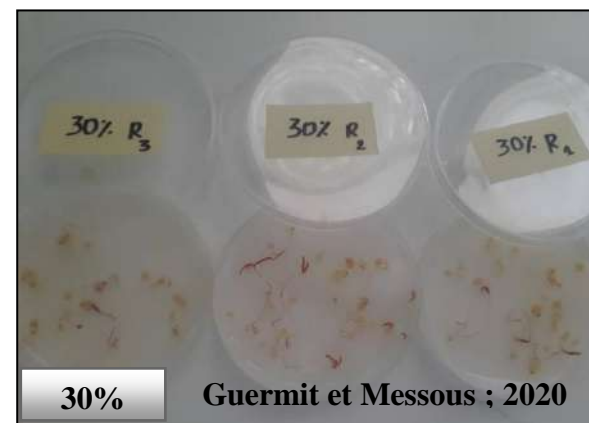
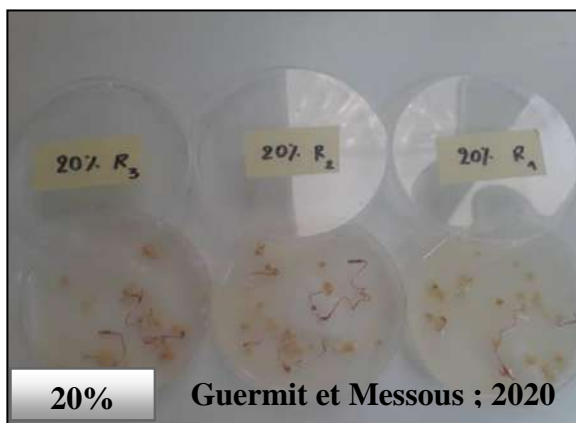
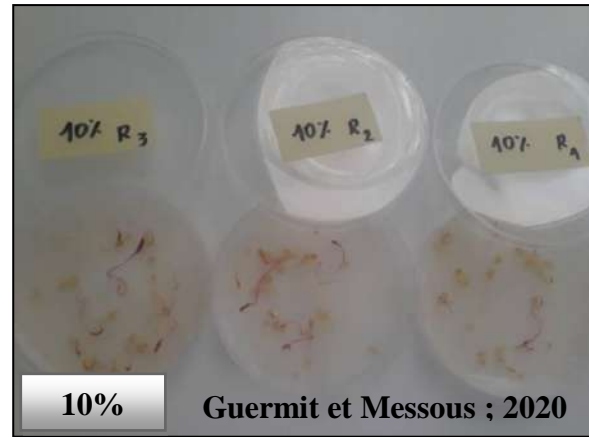
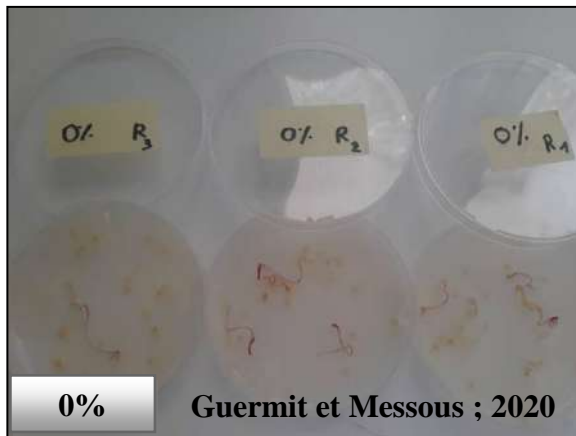
- **Salhi N, El-Darier M S, Halilat M. El-Taher H M.,2013.** The Effect of Soil in the Allelopathic Potential of *Artemisia herba-alba* and *Oudneya africana* Crude Powder on Growth of Weeds. International Journal of Biological, Biomolecular, Agricultural, Food and Biotechnological Engineering.Vol (7): pp1187-1190.
- **Sanchez H. B., Lemeur, R., Damme, P. V., Jacobsen S.E. 2003.** Ecophysiological analysis of drought and salinity stress of quinoa (*Chenopodium quinoa* willd.). Food Reviews International 19(1-2) :111–119.
- **Schütz, J.-P. 1990.** Sylviculture : Principes d'éducation des forêts. PPUR, Lausanne. p. 127.
- **Sing R.J., 2009.** Genetic resources, chromosome engineering, and crop improvement.In: Gary R.Banchan(Ed): Chapter 2. Alfalfa (*Medicago sativa spp.sativa* (L.)). CRC. 18p.
- **Soltner D., 2007-** Les bases de la production végétale tome III, la plante. Ed. Collection sciences et techniques agricole Paris, 304p.
- **Sozeri S.,2003.** Allelopathic effects of alfalfa (*Medicago sativa* L.) leaf and root water extracts and plant materials on seed germination and root bud growth of russian knapweed (*Acroptilon repens* (L.)D.C.)in controlled conditions. J.Turk.Weed Sci.,6: 21-31.(In Turkish).
- **Thomson.C., 1985.** The chemistry of allelopathy biochemical interaction among plants.
- **Tukey H.B., 1970.** The leaching of substances from. Annu.Rev.Plant.Physiol., 21 :30.
- **Turk, M. A. and A. M. Tawaha. 2003.** Allelopathic effect of black mustard (*Brassica nigra* L.) on germination and growth of wild oat (*Avena Fatua* L.) .Crop protection 22(4) :673-677.
- **Uremis, I., M. Arslan and A. Uludag. 2005.** Allelopathy effects of some brassica species on germination and growth of cut leaf ground-cherry (*physalis angulata* L.) seeds. Journal of biological sciences 5:661-665.
- **Waller G. R., Jurysta, M., And Thorne, R. L. Z. 1993.** Allelopathic activity of root saponins from alfalfa (*Medicago sativa* L.) on weeds and wheat. *Bot. Bull. Acad. Sin.* 34:1–10.
- **Whittaker, R.H. et Feeny E.E. 1971.** Allelochemical: chemical interactions between plant species. Science, 171:757-770.

Annexes

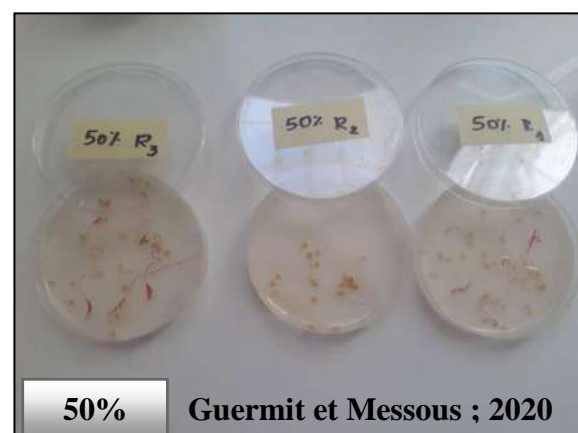
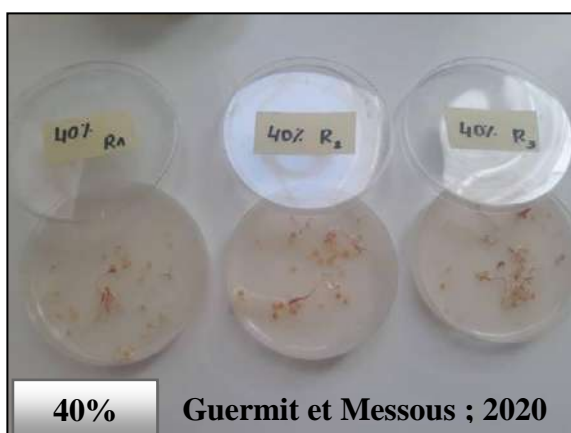
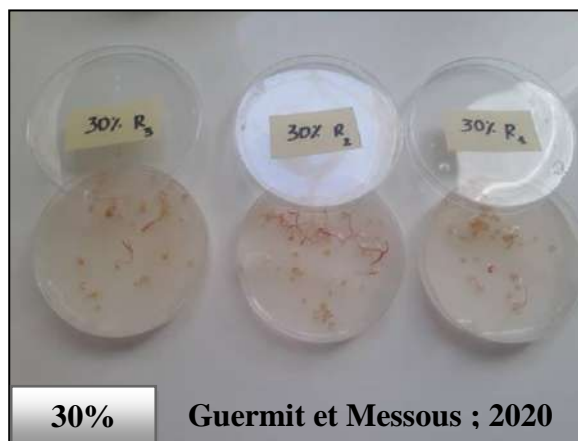
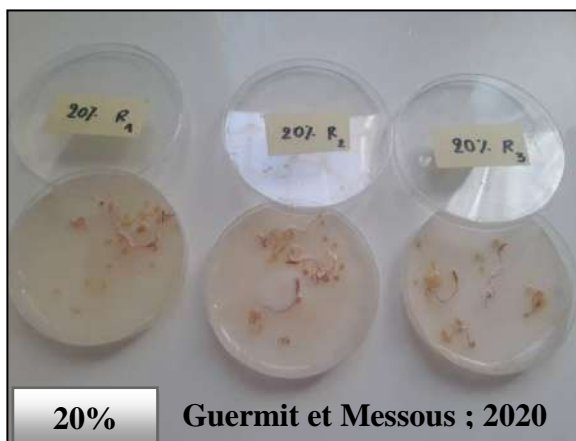
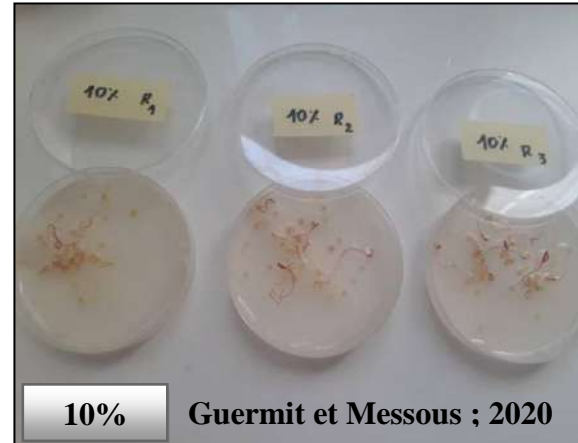
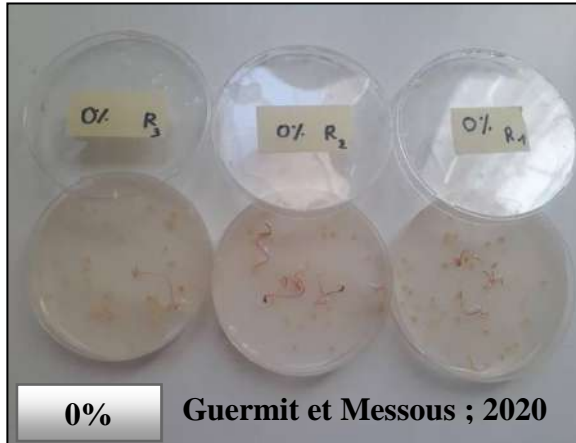
Annexes 01: Effet de l'extrait sur la germination des graines de quinoa pour les différentes concentrations après 5 jours.



Annexes 02: Effet de l'extrait sur la germination des graines de quinoa pour les différentes concentrations après 10 jours.



Annexes 03: Effet de l'extrait sur la germination des graines de quinoa pour les différentes concentrations après 15 jours.



Effets d'extraits aqueux de la rhizosphère de la luzerne (*Medicago sativa* L.) sur la germination et post-germination de graines de quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.)

Résumé : Le quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) est une halophyte, sa culture connaît un grand succès commercial et sa production peut contribuer à la sécurité alimentaire surtout dans les régions méditerranéennes. Autant que la luzerne (*Medicago sativa* L.) est une Fabaceae d'une grande importance fourragère en Algérie.

Le présent travail porte sur la recherche de l'effet allélopathique d'extraits aqueux de la rhizosphère de la luzerne sur la germination et la post-germination des graines de quinoa (variété Q102). Pour cela, différentes concentrations des extraits ont été utilisées (0%, 10%, 20%, 30%, 40% et 50%).

Les résultats de cette expérience ont montré que les extraits aqueux de la rhizosphère de la luzerne n'ont pas d'effet significatif (inhibiteur ou stimulateur) sur la germination des graines et la post germination des plantules de quinoa pour toutes les concentrations retenues.

Mots clés: Allélopathie, Extrait aqueux, Rhizosphère, *Medicago sativa* L., *Chenopodium quinoa* Willd., Germination.

Effects of aqueous extracts of the rhizosphere of alfalfa (*Medicago sativa* L.) on germination and post-germination of quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) seeds

Abstract: Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) Is a halophyte, culture knows a great commercial success and its production can contribute to food security especially in the Mediterranean regions. As much as alfalfa (*Medicago sativa* L.) is a Fabaceae of great importance forage in Algeria.

This work focuses on the search for allelopathic effect of aqueous extracts of the rhizosphere of alfalfa germination and post-germination of quinoa seeds (variety Q102). For this, different concentrations of the extracts were used (0%, 10%, 20%, 30%, 40% and 50%).

The results of this experiment showed that the aqueous extracts of the rhizosphere of alfalfa had no significant effect (inhibitor or stimulator) on seed germination and post-germination of quinoa seedlings for all the concentrations used.

Key words: Allelopathy, Aqueous Extract, Rhizosphere, *Medicago sativa* L., *Chenopodium quinoa* Willd., Germination.

تأثير المستخلصات المائية من الغلاف الجذوري للبرسيم الحجازي (*Medicago sativa* L.) على إنبات و إنبات نبات الكينوا (*Chenopodium quinoa* Willd.)

الملخص: الكينوا (*Chenopodium quinoa* Willd.) نبات ملحي، وتتم زراعته بنجاح تجاريًا ويمكن أن يساهم إنتاجه في الأمن الغذائي خاصة في مناطق البحر الأبيض المتوسط. بقدر ما تعتبر الفصة (*Medicago sativa* L.) من البقوليات ذات أهمية كبيرة للأعلاف في الجزائر.

يتعلق العمل الحالي بالتحقيق في التأثير الكيميائي التضادي (الأليلوباثي) للمستخلصات المائية من نطاق جذور البرسيم الحجازي على إنبات و ما بعد إنبات بذور الكينوا (الصفة Q102). لهذا الغرض، تم استخدام تركيزات مختلفة من المستخلصات (0%، 10%، 20%، 30%، 40% و 50%).

أظهرت نتائج هذه التجربة أن المستخلصات المائية من الغلاف الجذوري للفصة لم يكن لها تأثير معنوي (مثبط أو محفز) على إنبات البذور وبعد إنبات شتلات الكينوا لجميع التراكيز المستخدمة.

الكلمات المفتاحية: تضاد كيميائي، مستخلص مائي، الغلاف الجذوري، *Medicago sativa* L.، *Chenopodium quinoa* Willd.، إنبات.