

**République Algérienne Démocratique et
Populaire**

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche
Scientifique

UNIVERSITE DE TLEMCCEN

**Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie et
des Sciences de la Terre et de l'Univers**



Département d'Ecologie et
Environnement

MEMOIRE

Présenté par

Abdeldjalil Anissa Chahrazed

En vue de l'obtention du

Diplôme de Master

En Ecologie et Environnement

Thème

**Quelques aspects germinatifs, rhizogéniques et écologiques
chez *Sinapis arvensis* L. dans la région de Tlemcen**

Soutenu le : 22 /10/2014

Devant le jury composé de :

- **M. Ghezlaoui Baha Eddine** (MCA) Président Université de Tlemcen
- **M. Benabadji Noury** (Professeur) Encadreur Université de Tlemcen
- **Mme. Bekhchi Chahrazed** (MCA) Examinatrice Université de Tlemcen
- **Mme. Taleb Bendiab Amel** (MCB) Examinatrice Université de Tlemcen

Année universitaire : 2013/ 2014

Remerciements

Qu'il me soit permis d'exprimer toute ma gratitude et mes remerciements à tous ceux qui ont contribué de près ou de loin à l'achèvement de ce travail et en particulier :

Monsieur Benabadji N., Professeur des universités à l'Université de Tlemcen, Département d'Ecologie et Environnement qui a accepté de diriger ce travail. Son aide, ses conseils précieux, sa discrétion, sa rigueur et son soutien moral ont été pour beaucoup dans l'aboutissement de ce travail. Je le remercie également pour sa grande disponibilité et sa confiance.

Monsieur Ghezlaoui B.E., Maître de conférences A à l'Université de Tlemcen d'avoir accepté de me faire l'honneur de présider le jury.

Madame Bekfichi C., maître de conférences A à la Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, des Sciences de la Terre et de l'Univers, de l'Université de Tlemcen d'avoir accepté de juger ce travail.

Madame TALEB-BENDIAB A., maître de conférences B à la Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, des Sciences de la Terre et de l'Univers, de l'Université de Tlemcen qui a bien voulu juger ce travail.

Monsieur SBAA A., ingénieur d'état du laboratoire de Botanique à l'Université de Tlemcen; qui m'a fait profiter de ses connaissances pratiques, pour sa disponibilité de son temps précieux, ses encouragements, ses aides, ses conseils avisés, trouvez ici Monsieur, l'expression de ma reconnaissance et mon estime.

Dédicaces

Je dédie mon travail,

À ceux qui ont attendu avec impatience les fruits de leurs bonnes éducations, leurs efforts, leurs sacrifices et leurs encouragements durant toutes mes études... à mes chers parents,

À mon beau frère Chawki et mes belles sœurs Ferial, Fedia, surtout Ikram pour son soutien morale, son encouragement, et pour sa compréhension durant toutes mes études,

À ma famille Abdeldjalil,

À ma la promotion Master LMD écologie et environnement, Salima, Yasmina, Ferihan, Ahlem, Younes et Mohamed,

À mes chers amis Younes, Amine, Yacine, Anis, Iméne, Souhila, Hedayat,

À toute personne que je connais et que j'aime.

L'intéressée :

M^{elle} Abdeldjalil Anissa Chahra zed.

SOMMAIRE GENERALE

Introduction générale.....	01
Chapitre I : éléments de botanique	
I.1. Appareil végétatif.....	05
I. 2. Appareil reproducteur.....	06
I.3. Systématique de l'espèce.....	08
Chapitre II : Stations d'étude	
II.1. Echantillonnage et zonage.....	13
II.2. Méthode d'échantillonnage utilisée.....	15
II. 3. Choix des stations.....	16
II. 4. Description des stations.....	16
Chapitre III : Cadre physiographique de la région	
III.1. Localisation de la région.....	24
III.2. Cadre physiographique.....	24
III.3. Sol.....	25
III.4. Bioclimatologie.....	31
III.5. Aperçu anthropique.....	35
Chapitre IV: Culture rhizogénique et organogénèse	
IV. 1. Aperçu bibliographique.....	41
IV. 2. L'organogénèse.....	42
IV. 3. La rhizogénèse.....	42
IV. 4. Matériel et méthode.....	43
IV. 5. Résultats et interprétations.....	47
IV. 5. Conclusion.....	67

Chapitre V : Germination dans les différents milieux

V.1.Aperçu bibliographique.....69

V.2.Germination.....71

V.3.Conclusion.....127

Conclusion générale

Recherches Bibliographiques

Liste des tableaux

Chapitre III : Cadre physiographique de la région (tableau n°1 à 5)

Tableau n°1: Données géographiques des stations

Tableau n°2: Échelle d'interprétation de carbonate

Tableau n° 3 : Résultats d'analyses du sol dans les stations

Tableau n°4 : Variations thermiques d'Emberger (°C)

Tableau n°5 : Types de climat

Chapitre IV: Culture rhizogénique et organogénèse (tableau n°6 à 12)

Tableau n°6 : Composition biochimique des deux milieux

Tableau n°07 : Mesure de la taille des racelles mise en culture « in-vitro » à une température ambiante (25°C) dans une gélose nutritive

Tableau n°08 : Mesure de la taille des racelles mise en culture « in-vitro » à une température ambiante (25°C) dans une potatoes dextrose agar

Tableau n°09 : Mesure de la taille des racelles mise en culture « in-vitro » à une température moyenne (30°C) dans gélose nutritive

Tableau n°10 : Mesure de la taille des racelles mise en culture « in-vitro » à une température moyenne (30°C) dans une potatoes dextrose agar.

Tableau n°11 : Mesure de la taille des racelles mise en culture « in-vitro » à une température froide (4°C) dans une gélose nutritive

Tableau n°12 : Mesure de la taille des racelles mise en culture « in-vitro » à une température froide (4°C) dans une poteatos dextrose agar

Chapitre V : Germination dans les différents milieux (tableaux n°13 à 27)

Tableau n°13 : Nombre de graines germées dans le milieu Gélose nutritive (Température ambiante) à 25°C

Tableau n°14 : Nombre de graines germées dans le milieu Gélose nutritive, température moyenne à 30°C.

Tableau n°15 : Nombre de graines germées dans le milieu Gélose nutritive (Température Froide) à 4°C

Tableau n°16 : Nombre de graines germées dans le milieu PDA (Température ambiante) à 25°C

Tableau n°17 : Nombre de graines germées dans le milieu PDA (Température moyenne) à 30°C

Tableau n°18 : Nombre de graines germées dans le milieu PDA (Température froide) à 4°C

Tableau n°19 : Nombre de graines germées dans un milieu avec concentration salé (NaCl) à 1g/l dans une température ambiante (25°C)

Tableau N°20 : Nombre de graines germées dans un milieu avec concentration salé (NaCl) à 1g/l dans une température moyenne (30°C)

Tableau n°21 : Nombre de graines germées dans un milieu avec concentration salé (NaCl) à 1g/l dans une température froide (4°C)

Tableau n°22 : Nombre de graines germées dans un milieu avec concentration salé (NaCl) à 3g/l dans une température ambiante (25°C)

Tableau n°23 : Nombre de graines germées dans un milieu avec concentration salé (NaCl) à 3g/l dans une température moyenne de 30°C

Tableau n°24 : Nombre de graines germées dans un milieu avec concentration salé (NaCl) à 3g/l dans une température froide (4°C)

Tableau n°25 : Nombre de graines germées dans un milieu avec concentration salé (NaCl) à 5g/l dans une température ambiante (25°C)

Tableau n°26 : Nombre de graines germées dans un milieu avec concentration salé (NaCl) à 5g/l dans une température moyenne (30°C)

Tableau n°27 : Nombre de graines germées dans un milieu avec concentration salé (NaCl) à 5g/l dans une température froide (4°C)

Liste des photographies

Chapitre II : Stations d'étude

Photo n°1 : Rameau floristique (*Sinapis arvensis* L.)

Photo n°2 : Diagramme floral

Photo n°3 : Silique déhiscente (fruit)

Photo n°4 : Fleur privée de sa corolle

Photo n°5 : Coupe longitudinale de la fleur

Photo n°06 et 07 : Station Zenata

Photo n°08 et 09 : Station Béni-Ghanam

Photo n°10 et 11 : Station Rachgoun

Chapitre IV: Culture rhizogénique et organogénèse

Photo n°12 : Mesure de la taille des racines mise en culture « in-vitro » à une température ambiante (25°C) dans une gélose nutritive

Photo n°13 : Mesure de la taille des racines mise en culture « in-vitro » une température ambiante (25°C) dans une potates dextrose agar

Photo n°14 : Mesure de la taille des racines mise en culture « in-vitro » à une température moyenne (30°C) dans gélose nutritive

Photo n°15 : Mesure de la taille des racines mise en culture « in-vitro » à une température moyenne (30°C) dans une potates dextrose agar

Photo n°16 : Mesure de la taille des racines mise en culture « in-vitro » à une température froide (4°C) dans une gélose nutritive

Photo n°17 : Mesure de la taille des racines mise en culture « in-vitro » à une température froide (4°C) dans une potates dextrose agar

Photo n°18 : Phase rhizogénique dans le milieu gélose nutritive, après 3 semaines, à une température ambiante (25°C), station de Zenata

Photo n°19 : Phase rhizogénique dans le milieu PDA, après 3 semaines, à une température ambiante (25°C), station de Zenata

Photo n°20 : Phase rhizogénique dans le milieu gélose nutritive, après 3 semaines, dans une température moyenne (30°C), station de Zenata

Photo n°21 : Phase rhizogénique dans le milieu PDA, après 3 semaines, dans une température moyenne (30°C), station de Zenata

Photo n°22 : Phase rhizogénique dans le milieu gélose nutritive, après 3 semaines, dans une température froide (4°C), station de Zenata

Photo n°23 : Phase rhizogénique dans le milieu PDA, après 3 semaines, dans une température froide (4°C), station de Zenata

Photo n° 24 : Phase rhizogénique dans le milieu gélose nutritive, après 3 semaines, à une température ambiante (25°C), station de Béni-Ghanam

Photo n° 25 : Phase rhizogénique dans le milieu PDA, après 3 semaines à une température ambiante (25°C), station de Béni-Ghanam

Photo n°26 : Phase rhizogénique dans le milieu gélose nutritive, après 3 semaines, dans une température moyenne (30°C), station de Béni-Ghanam

Photo n°26 : Phase rhizogénique dans le milieu PDA, après 3 semaines, dans une température moyenne (30°C), station de Béni-Ghanam

Photo n°28 : Phase rhizogénique dans le milieu gélose nutritive, après 3 semaines, dans une température froide (4°C), station de Béni-Ghanam

Photo n° 29 : Phase rhizogénique dans le milieu PDA, après 3 semaines, dans une température froide (4°C), station de Béni-Ghanam

Photo n° 30 : Phase rhizogénique dans le milieu gélose nutritive, après 3 semaines, à une température ambiante (25°C) , station de Rachgoun

Photo n° 31 : Phase rhizogénique dans le milieu PDA, après 3 semaines à une température ambiante (25°C), station de Rachgoun

Photo n°32 : Phase rhizogénique dans le milieu gélose nutritive, après 3 semaines, dans une température moyenne (30°C), station de Rachgoun

Photo n°33 : Phase rhizogénique dans le milieu PDA, après 3 semaines, dans une température moyenne (30°C), station de Rachgoun

Photo n°34 : Phase rhizogénique dans le milieu gélose nutritive, après 3 semaines, dans une température froide (4°C), station de Rachgoun

Photo n°35 : Phase rhizogénique dans le milieu PDA, après 3 semaines, dans une température froide (4°C), station de Rachgoun

Photo n°36 : Graines de moutarde

Chapitre V: Germination dans les différents milieux

Photo n°37 : Nombre de graines germées dans le milieu Gélose nutritive (Température ambiante) à 25°C

Photo n°38 : Nombre de graines germées dans le milieu Gélose nutritive, température moyenne à 30°C.

Photo n°39 : Nombre de graines germées dans le milieu Gélose nutritive (Température Froide) à 4°C

Photo n°40 : Nombre de graines germées dans le milieu PDA (Température ambiante) à 25°C

Photo n°41 : Nombre de graines germées dans le milieu PDA (Température moyenne) à 30°C

Photo n°42 : Nombre de graines germées dans le milieu PDA (Température froide) à 4°C

Photo n°43 : Nombre de graines germées dans un milieu avec concentration salé (NaCl) à 1g/l dans une température ambiante (25°C)

Photo n°44: Nombre de graines germées dans un milieu avec concentration salé (NaCl) à 1g/l dans une température moyenne (30°C)

Photo n°45 : Nombre de graines germées dans un milieu avec concentration salé (NaCl) à 1g/l dans une température froide (4°C)

Photo n°46 : Nombre de graines germées dans un milieu avec concentration salé (NaCl) à 3g/l dans une température ambiante (25°C)

Photo n°47: Nombre de graines germées dans un milieu avec concentration salé (NaCl) à 3g/l dans une température moyenne de 30°C

Photo n°48 : Nombre de graines germées dans un milieu avec concentration salé (NaCl) à 3g/l dans une température froide (4°C)

Photo n°49 : Nombre de graines germées dans un milieu avec concentration salé (NaCl) à 5g/l dans une température ambiante (25°C)

Photo n°50 : Nombre de graines germées dans un milieu avec concentration salé (NaCl) à 5g/l dans une température moyenne (30°C)

Photo n°51 : Nombre de graines germées dans un milieu avec concentration salé (NaCl) à 5g/l dans une température froide (4°C)

Photo n°52 : Germination des graines, milieu gélose nutritive, après 4 semaines, station de Zenata (Température ambiante à 25°C)

Photo n°53 : Germination des graines, milieu gélose nutritive, après 4 semaines, station de Zenata (Température moyenne à 30°C)

Photo n°54 : Germination des graines, milieu gélose nutritive, après 4 semaines, station de Zenata (Température froide à 4°C)

Photo n°55 : Germination des graines, milieu gélose nutritive, après 4 semaines, station de Béni-Ghanam (Température ambiante à 25°C)

Photo n°56 : Germination des graines, milieu gélose nutritive, après 4 semaines, station de Béni-Ghanam (Température moyenne à 30°C)

Photo n°57 : Germination des graines, milieu gélose nutritive, après 4 semaines, station de Béni-Ghanam (Température froide à 4°C)

Photo n°58 : Germination des graines, milieu gélose nutritive, après 4 semaines, station de Rachgoun (Température ambiante à 25°C)

Photo n°59: Germination des graines, milieu gélose nutritive, après 4 semaines, station de Rachgoun (Température moyenne à 30°C)

Photo n°60 : Germination des graines, milieu gélose nutritive, après 4 semaines, station de Rachgoun (Température froide à 4°C)

Photo n°61: Germination des graines, milieu PDA, après 4 semaines, station de Zenata (Température ambiante à 25°C)

Photo n°62 : Germination des graines, milieu PDA, après 4 semaines, station de Zenata (Température moyenne à 30°C)

Photo n°63 : Germination des graines, milieu PDA, après 4 semaines, station de Zenata (Température froide à 4°C)

Photo n°64 : Germination des graines, milieu PDA, après 4 semaines, station de Béni-Ghanam (Température ambiante à 25°C)

Photo n°65 : Germination des graines, milieu PDA, après 4 semaines, station de Béni-Ghanam (Température moyenne à 30°C)

Photo n°66 : Germination des graines, milieu PDA, après 4 semaines, station de Béni-Ghanam (Température froide à 4°C)

Photo n°67 : Germination des graines, milieu PDA, après 4 semaines, station de Rachgoun (Température ambiante à 25°C)

Photo n°68 : Germination des graines, milieu PDA, après 4 semaines, station de Rachgoun (Température moyenne à 30°C)

Photo n°69 : Germination des graines, milieu PDA, après 4 semaines, station de Rachgoun (Température froide à 4°C)

Photo n°70 : Germination des graines, milieu avec concentration salé (NaCl) à 1g/l, après 4 semaines, station de Zenata (Température ambiante à 25°C)

Photo n°71 : Germination des graines, milieu avec concentration salé (NaCl) à 1g/l, après 4 semaines, station de Zenata (Température moyenne à 30°C)

Photo n°72 : Germination des graines, milieu avec concentration salé (NaCl) à 1g/l, après 4 semaines, station de Zenata (Température froide à 4°C)

Photo n°73 : Germination des graines, milieu avec concentration salé (NaCl) à 1g/l, après 4 semaines, station de Béni-Ghanam (Température ambiante à 25°C)

Photo n°74 : Germination des graines, milieu avec concentration salé (NaCl) à 1g/l, après 4 semaines, station de Béni-Ghanam (Température moyenne à 30°C)

Photo n°75 : Germination des graines, milieu avec concentration salé (NaCl) à 1g/l, après 4 semaines, station de Béni-Ghanam (Température froide à 4°C)

Photo n°76 : Germination des graines, milieu avec concentration salé (NaCl) à 1g/l, après 4 semaines, station de Rachgoun (Température ambiante à 25°C)

Photo n°77 : Germination des graines, milieu avec concentration salé (NaCl) à 1g/l, après 4 semaines, station de Rachgoun (Température moyenne à 30°C)

Photo n°78 : Germination des graines, milieu avec concentration salé (NaCl) à 1g/l, après 4 semaines, station de Rachgoun (Température froide à 4°C)

Photo n°79 : Germination des graines, milieu avec concentration salé (NaCl) à 3 g/l, après 4 semaines, station de Zenata (Température ambiante à 25°C)

Photo n°80 : Germination des graines, milieu avec concentration salé (NaCl) à 3 g/l, après 4 semaines, station de Zenata (Température moyenne à 30°C)

Photo n°81 : Germination des graines, milieu avec concentration salé (NaCl) à 3 g/l, après 4 semaines, station de Zenata (Température froide à 4°C)

Photo n°82 : Germination des graines, milieu avec concentration salé (NaCl) à 3 g/l, après 4 semaines, station de Béni-Ghanam (Température ambiante à 25°C)

Photo n°83 : Germination des graines, milieu avec concentration salé (NaCl) à 3 g/l, après 4 semaines, station de Béni-Ghanam (Température moyenne à 30°C)

Photo n°84 : Germination des graines, milieu avec concentration salé (NaCl) à 3 g/l, après 4 semaines, station de Béni-Ghanam (Température froide à 4°C)

Photo n°85 : Germination des graines, milieu avec concentration salé (NaCl) à 3 g/l, après 4 semaines, station de Rachgoun (Température ambiante à 25°C)

Photo n°86 : Germination des graines, milieu avec concentration salé (NaCl) à 3 g/l, après 4 semaines, station de Rachgoun (Température moyenne à 30°C)

Photo n°87 : Germination des graines, milieu avec concentration salé (NaCl) à 3 g/l, après 4 semaines, station de Rachgoun (Température froide à 4°C)

Photo n°88 : Germination des graines, milieu avec concentration salé (NaCl) à 5 g/l, après 4 semaines, station de Zenata (Température ambiante à 25°C)

Photo n°89 : Germination des graines, milieu avec concentration salé (NaCl) à 5 g/l, après 4 semaines, station de Zenata (Température moyenne à 30°C)

Photo n°90 : Germination des graines, milieu avec concentration salé (NaCl) à 5 g/l, après 4 semaines, station de Zenata (Température froide à 4°C)

Photo n°91 : Germination des graines, milieu avec concentration salé (NaCl) à 5 g/l, après 4 semaines, station de Béni-Ghanam (Température ambiante à 25°C)

Photo n°92 : Germination des graines, milieu avec concentration salé (NaCl) à 5 g/l, après 4 semaines, station de Béni-Ghanam (Température moyenne à 30°C)

Photo n°93 : Germination des graines, milieu avec concentration salé (NaCl) à 5 g/l, après 4 semaines, station de Béni-Ghanam (Température froide à 4°C)

Photo n°94 : Germination des graines, milieu avec concentration salé (NaCl) à 5 g/l, après 4 semaines, station de Rachgoun (Température ambiante à 25°C)

Photo n°95 : Germination des graines, milieu avec concentration salé (NaCl) à 5 g/l, après 4 semaines, station de Rachgoun (Température moyenne à 30°C)

Photo n°96 : Germination des graines, milieu avec concentration salé (NaCl) à 5 g/l, après 4 semaines, station de Rachgoun (Température froide à 4°C)

Liste des cartes

Carte 1 : Image satellitaire de la station de Zenata

Carte 2 : Image satellitaire de la station de Béni-Ghanam

Carte 3 : Image satellitaire de la station de Rachgoun

Carte 4 : Carte géographique des stations

Introduction générale

La couverture végétale constitue une des composantes principales des milieux naturels. La végétation joue un rôle fondamental dans la structure et le fonctionnement de l'écosystème dont elle constitue une expression du potentiel biologique.

Les Brassicacées appartiennent aux familles les plus importantes chez les angiospermes (**Stevens, 2001, Hall et al., 2002**). Grâce à leur morphologie homogène, plus particulièrement la forme de leurs fleurs et la structure de leurs fruits, les Brassicacées sont facilement reconnaissables (4 pétales et 4 sépales disposés en croix, fruits en forme de siliques ou de silicules) et a une détermination facile sur le terrain.

Le genre *Sinapis* et quelques autres genres proches parents appartiennent au groupe de plantes les plus utiles à l'homme. Ils lui procurent non seulement des légumes sous forme de racines, de tiges, de feuilles, de pousses comestibles, mais aussi des huiles alimentaires et industrielles, des épices, des fourrages et même des médicaments. De nombreux légumes et variétés bien connus en Algérie, tels que chou-fleur, colza, roquette, moutarde, appartiennent à ce groupe botanique très intéressant (**Gomez-Campo, 1999**).

L'origine de la famille des Brassicacées se situe très probablement dans l'Ancien Monde (Asie/Europe). Actuellement, les chercheurs ne sont toutefois pas sûrs de l'âge de cette famille. Certains l'estiment à environ 40 millions d'années (**Schranz et Mitchell-Olds, 2006**) ; en revanche, d'autres supposent qu'elle s'est séparée des autres groupes botaniques apparentés, il y a seulement 20 millions d'années (**Wikström et al., 2001**). Aujourd'hui, la famille des Brassicacées a une répartition cosmopolite. Elle est très rare ou manque complètement dans les forêts tropicales primaires. Ses centres de répartition et de diversité se trouvent dans le Bassin méditerranéen, dans le sud-ouest asiatique et en Asie centrale.

La moutarde des champs est très prolifère et produit de grandes quantités de graines, pouvant atteindre des dizaines de milliers pour les grandes plantes. Les graines noires peuvent être utilisées pour faire de la moutarde, mais l'espèce n'est pas un ingrédient important pour la moutarde industrielle car d'autres espèces sont de meilleure qualité. La moutarde des champs est souvent confondue avec la ravenelle (*Raphanus raphanistrum*), mais cette dernière espèce présente des feuilles plus nettement découpées en segments disposés sur deux rangées, ainsi que des sépales érigés, un fruit très caractéristique et des gousses reliées évoquant un collier de perles.

A travers ce mémoire de fin de cycle, nous allons effectuer une expérimentation sur cette moutarde des champs, elle concerne successivement les processus germinatifs et les activités rhizogéniques. Les essais se dérouleront au laboratoire sur deux milieux de culture de composition chimique différente, on va suivre le premier stade de végétation (germination) et les activités racinaires de cette plante. Si l'écologie de la plante est assez maîtrisée (**Quezel et Santa, 1962**). Les phénomènes de croissance et de développement en milieu stérile le sont par contre beaucoup moins. Les chercheurs en microbiologie végétale appliquée ont mené beaucoup de travaux dans les identifications des microorganismes susceptibles d'infecter le matériel végétal. Quelques travaux dans ce domaine viennent d'être réalisés sur d'autres taxons ; *Malva sylvestris*, *Atriplex halimus* (**El-Oukidi, 1998; Kaid Slimane, 1999; Abi Ayad et Bouchenak, 2002**).

Notre étude va porter sur les formations d'une espèce végétale *Sinapis arvensis*, c'est une plante herbacée annuelle, considérée souvent comme adventice par les agronomes. Elle s'approvisionne en substances trophiques. Nous nous contenterons de sélectionner les informations qui présentent un intérêt pour notre étude comme les données relatives au cadre physique de la région. Nous traiterons sous forme d'aperçu, successivement :

- Géomorphologie,
- Edaphologie,
- Bioclimatologie.

Nous traiterons d'un autre côté dans le premier chapitre la biologie de la plante *Sinapis arvensis* sa classification, son usage, ainsi que son milieu bioclimatique.

Le deuxième chapitre traite la description des stations et l'échantillonnage.

Le troisième, étudie les milieux physiques de la région.

Ce travail expérimental tant attendu pourra-t-il permettre de lever le voile et probablement d'identifier les processus d'élongation dans les racines des plantes herbacées en général et de *Sinapis arvensis* en particulier.

Le dernier chapitre traitera une approche sur la micro-propagation et sur la germination chez *Sinapis arvensis*, pour cela nous avons utilisé deux milieux de culture synthétique notamment la gélose nutritive et le milieu PDA (Potatoes Dextrose Agar) et un milieu classique contenant l'eau distillée à laquelle nous avons rajoutées du NaCl (1g/l, 3g/l, 5g/l) pour trois conditions de températures ambiante (25°C) et moyenne (30°C) et en température froide (4°C).

Cette manipulation se propose de varier la prise des graines à partir des stations jugées représentatives. Les graines à particularité stationnelles peuvent-elles répondre à ces milieux trophiques artificiels ? Ces milieux peuvent-ils assurer les meilleures conditions pour la germination des grains particulièrement celles appartenant à *Sinapis arvensis* L. ?

A. Recherches Bibliographiques

Les Brassicacées sont considérées comme étant les plus importantes chez les angiospermes (**Stevens, 2001 ; Hall *et al.*, 2002**). Grâce à leur morphologie homogène, plus particulièrement la forme de leurs fleurs et la structure de leurs fruits, les brassicacées sont facilement reconnaissables (4 pétales et 4 sépales disposés en croix, fruits en forme des siliques ou de silicules).

Actuellement, les chercheurs ne sont toutefois pas sûrs de l'âge de cette famille. Certains l'estiment à environ 40 millions d'années; en revanche, d'autres supposent qu'elle s'est séparée des autres groupes botaniques apparentés, il y a seulement 20 millions d'années (**Wikström *et al.*, 2001**).

La famille des Crucifères ou Brassicacées est connue depuis longtemps, comme étant la famille de la moutarde, c'est une famille très importante ; elle se compose de 13 à 19 tribus, répartie en 350 genres et plus de 3500 espèces (**Patrice, 2003 ; et Pichersky, Gang, 2000**).

Les Brassicacées sont principalement des plantes variables ; annuelles, bisannuelles ou vivaces (**Cragg et Newman, 2001**).

Le terme Brassicacées anciennement Crucifère signifie qui porte une croix, c'est-à-dire la forme des fleurs dont les quatre pétales opposées se croisent pour former une croix.

Les feuilles sont généralement alternées et sans stipules. La structure florale est très caractéristique de cette famille (**Cragg et Newman, 2001**) :

- Calice composé de 4 sépales,
- Corolle formée de 4 pétales,
- Androcée ordinairement constitué de 6 étamines tétradynames (4 intérieures longues et 2 extérieures courtes),
- Gynécée formé de 2 carpelles,
- Fruit : silique ou silicule.

La famille des Brassicacées, est parmi les dix familles des plantes les plus économiquement importantes (**Patrice, 2003**).

Cette famille est connue pour ses capacités élevées d'hybridation interspécifiques et inter génétiques. Sa période de floraison s'étale du mois d'avril au mois de mai pour les variétés d'hiver et du mois de mai au mois d'août pour les variétés de printemps (**Lambinons *et al.*, 2004**).

A. 1. Caractéristiques botaniques de *Sinapis arvensis* L.

Selon **Jauzein (1987)**, *Sinapis arvensis* L. est une crucifère très connue par les paysans français, sous diverses appellations (moutarde des champs, moutarde sauvage, moutarde commune, moutarde bâtarde, la racine latine, angle ou rave luche).

Les caractéristiques botaniques de ses différents organes (graine, plantule, fruits) sont largement décrites par **Quezel et Santa (1962)** ; **Hanf (1982)** ; **Mamarot (1990 et 1997)** ; et **Jauzein (1987)**.

Sinapis arvensis, la moutarde des champs, fleurit de mai à octobre. C'est une espèce indigène croissant dans les cultures, les friches et les abords des habitations (**Lambinons et al., 2004**).

Cette herbe envahie la plupart des régions tempérées de l'Europe, de L'Asie Mineure, de l'Asie du Sud –Ouest et de l'Afrique du Nord. Elle ne se reproduit que par graine et demande 2.5 à 3 mois pour que sa graine devienne une plante adulte (**Buchanan, 1973**). Précisons que certaines graines de moutarde sont capables de germer dès leur maturité ; mais elles sont toutes aussi en mesure de survivre dans le sol jusqu'à 60 ans, surtout si elles sont enfouies assez profondément (**Jauzein, 1995**).

Sur le plan écologique *Sinapis arvensis* préfère des températures relativement basses (0-15°C), beaucoup de lumière (facteur stimulant sa levée) (**Jauzein, 1987**), des sols basiques à pH 8 (rare sur les sols acides) (**Walter, 1960 et Jauzein, 1987**), argileux (52-55%), calcaires ($\text{CaCO}_3 > 40\%$) et humides (cité par **Jauzein, 1987**) et riches en azote a tendance à se développer en masse notamment dans les grandes cultures (Céréales hiver, légumes secs) (**Carem, 1990**).

A. 2. Biologie

La germination des graines de moutarde commence tôt en saison. Les conditions optimales pour cette germination sont une température de 21°C, une légère couverture de sol par-dessus les graines et la présence de lumière. Un apport d'air et de lumière, par exemple lors d'un travail de sol, ou une période de deux jours de temps frais suivie de chaleur, stimulent la germination.

Le nombre de plantules de moutarde produit augmente avec la fréquence et la profondeur du travail du sol (**Pollard et Cussans, 1981**).

La floraison de la moutarde des champs a surtout lieu de mai à juillet mais, comme il s'agit d'une plante indéterminée, elle peut aussi avoir lieu en automne.

Cette floraison s'étale sur une période d'environ six semaines. La pollinisation croisée se fait par les insectes. Chaque silique produite par la moutarde des champs contient de 10 à 18 graines. Le nombre total de graines produites par plant dépend de la grosseur du plant, allant de 40 graines pour un très petit plant à plus de 8 000 graines pour un très gros plant (**Lutman; Cussans; Wright; Wilson et Lawson, 2002**).

Les graines produites dans l'année peuvent germer immédiatement ou entrer en dormance. Les graines de couleur claire peuvent en général germer plus rapidement que celles de couleur foncée. Cependant, la proportion de graines qui entre en dormance varie selon la région (facteurs génétiques), selon le degré de compétition avec d'autres plantes et même selon le climat de l'année.

La fertilisation azotée et le travail du sol favorisent la levée de la dormance des graines. Les graines sont facilement dispersées lors de l'épandage de fumier de contaminé par celles-ci.

La moutarde des champs est typique des sols neutres à calcaires. Elle pousse peu en sol acide. Elle préfère les sols argileux à loameux mais peut aussi se retrouver en sol léger ou en terre noire. Elle est moins compétitive que les céréales quand le sol est sec. Elle est sensible au gel et demande beaucoup de lumière (**Edwards, 1980**).

A. 3. Nuisibilité et utilité

La moutarde des champs est surtout un problème dans les céréales de printemps où elle peut causer des pertes de rendement importantes qui varient en fonction du moment de son apparition et de sa densité. Elle peut aussi nuire à d'autre culture cultures comme le soja, le maïs ou le canola.

La diminution de rendement est particulièrement importante dans les légumineuses comme les haricots et les pois si la moutarde lève une semaine avant de la culture (**Roberts et Boddrell, 1983**).

La moutarde est l'hôte de plusieurs insectes (ex. : altises, mouche du chou, lépidoptères, punaise terne) et maladies (ex. : hernie des crucifères) qui affectent les Brassicacées cultivées. Pour le bétail, les graines de la plante sont toxiques. Le jeune feuillage peut toutefois être consommé sans danger.

On reconnaît un effet allélopathique à la moutarde des champs tant sur d'autres plantes que sur les mycorhizes du sol.

La moutarde est une source importante de pollen pour les abeilles et est une plante mellifère. C'est aussi une source de nectar pour certains parasites de la fausse-teigne des crucifères. Les graines de la moutarde sont riches en une huile qui peut avoir des applications industrielles mais qui n'est pas comestible en raison de sa haute teneur en glucosinolates (**Daniel Cloutier, 2007**).

La moutarde des champs est une herbe préoccupante sur les terres cultivées. Elle entraîne des chutes de rendement et de qualité et requiert une lutte chimique et culturale très coûteuse.

Une infestation dense de moutarde des champs d'environ 20 plants au m² dans les céréales de printemps peut réduire le rendement du blé de 53 %, celui de l'avoine de 63% et celui de l'orge de 69% (**Bouchet et Maurin, 1997**).

Malgré l'appétence que la moutarde des champs déclenche chez le bétail, de fortes irritations de l'intestin allant jusqu'à la mort de l'animal due à des toxines telles que l'allylisothiocyanate, la sinapine et la sinalbine (**Bouchet et Maurin, 1997**).

Références bibliographiques

Bond W., Davies G., et Turner R., 2006. - The biology and non-chemical control of Charlock (*Sinapis arvensis* L.).

<http://www.gardenorganic.org.uk/organicweeds>

Bouchet C., et Maurin G., 1997-Mauvaises herbes des cultures .Ed le carrousel, CTA, Paris : 56-63.

Bucfhanan G., 1973 -Crop loss assessment methods. F.A.O .Manuel fiche n°97.

Carem C., 1990 -Les adventices des cultures méditerranéennes en Tunisie, leurs plantules, leurs semences .Ed- Publication agricole AGCD n° 26, Bruxelles, Belgique .399 p.

Cragg G. M. et Newman D. J.,2001-Pharmaceutical Biology, Vol. 39, 8-17, Chem. Br., Vol. 37, 22-26.

Daniel Cloutier Ph., 2007- Institut de malherbologie et Anne Weill, Ph. D., agr. club agro-environnemental Bio-Action

Edwards M., 1980 - Aspects of the population ecology of charlock. J.Appl. Ecology, 17 : 151-171.

Hall JC., Sytsma KJ., Iltis HH., 2002-Phylogeny of Capparaceae and Brassicaceae based on chloroplast sequence data. Am. J. Bot. 89: 1826-1842.Schranz & Mitchell-Olds 2006

Hanf M., 1982- Les adventices d'Europe- Leurs plantules, leurs semences. Ed. BASF, 490p

Jauzein PH., 1995 - La flore des champs cultivés. Ed - INRA, Paris .898p

Jauzein PH., 1987 - Monographie des mauvaises herbes, la moutarde des champs. FOGG, 1950 et BUCHLI, 1936.

Lambinon J., Delvosalle L., & Duvigneaud J., 2004- Nouvelle flore de la Belgique, du Grand-Duché de Luxembourg, du Nord de la France et des Régions voisines. Jardin Botanique National de Belgique. Meise.

Lutman P., Cussans G., Wright K., Wilson B., et Lawson H., 2002-The persistence of seeds of 16 weed species over six years in two arable fields. *Weed research*, 42: 231-241.

Mamarot J., 1990-1997 - Mauvaises herbes des cultures. ACTA n°: 106-167

Patrice W., 2003-Thèse de doctorat, Université de Lausanne.

Pichersky D et Gang R., 2000-TIPS, Vol. 5, 439-445.

Pollard F., et Cussans G., 1981. - The influence of tillage on the weed Flora in a succession of winter cereal crops on a sandy loam soil. *Weed Research*, 21: 185-190.

Quezel P., et Santa S., 1962-Nouvelle flore de l'Algérie et des régions désertiques méridionales T2. Ed. CNRS, Paris, 594 p.

Roberts H., et Boddrell J., 1983. - Seed survival and periodicity of seedling emergence in eight species of Cruciferae. *Annals of Applied Biology*, 103 : 301-309.

Stevens PF., 2001. - Onwards. Angiosperm Phylogeny Website. Version 9, June 2008 (www.mobot.org/MOBOT/research/APweb/).

Walter, 1960- Areaikunde. Stuttgart, Verlag, Eugen Ulmer.478p

Warwick S., Beckie, Thomas A., et Mc Donald T., 2000. - The Biology of **Canadian** weeds. 8. *Sinapis arvensis* L. (updated). *Canadian Journal of Plant Science* 80: 939-961.

Wikström N., 2001 - Evolution of the angiosperms: Calibrating the family tree. *Proc. Roy. Soc. London B.* 268: 2211-2220

Chapitre I

Eléments de botanique

Sommaire

Chapitre I : Eléments de botanique

I.1. Appareil végétatif	05
I.1.1. Partie aérienne.....	05
I.1.2. Partie souterraine.....	06
I.1. 3. Composition chimique de l'appareil végétatif.....	06
I. 2. Appareil reproducteur.....	06
I.2.2. Fleurs mâles (étamines).....	06
I.2.3. Fleurs femelles (carpelles).....	07
I.3. Systématique de l'espèce.....	08

I.1. Appareil végétatif

Les Brassicacées sont principalement des plantes variables ; annuelles, bisannuelles ou vivaces (**Cragg, et Newman, 2001**), c'est à dire développant la première année l'appareil végétatif, et la deuxième année l'appareil reproducteur.

Nous pouvons distinguer en l'observant :

1.1.1. Partie aérienne

- **Tige** : Elle est molle, verte, peu résistante, et dont la partie aérienne meurt après la fructification, chez les plantes bisannuelles n'existe pas la 1ère année (plante acaule), elle va apparaître seulement la 2ème année, formée d'une tige principale d'où partent des tiges secondaires appelées aussi rameaux. Les tiges portent des feuilles, des fleurs, parfois des fruits et des bourgeons.
- **Feuille** : Les feuilles se fixent sur la tige en des points appelés nœuds et les feuilles sont placées alternativement à droite et à gauche le long de la tige : ce sont donc des feuilles alternes alterne à stipules réduits et caducs, voire même absents (caractère à rapprocher du manque de bractée). Une feuille comprend une membrane verte et plate : le limbe. Celui-ci est rattaché à la tige par un pétiole. Certaines feuilles sont dépourvues de pétiole : ce sont alors des feuilles sessiles. Le limbe des feuilles est parcouru par des nervures. A certains nœuds, on peut observer des bourgeons. Au sommet de la plante, aux extrémités des rameaux, on observe des inflorescences : ce sont les fleurs qui se regroupent en grappe.

Les feuilles sont généralement alternées et sans stipules. La structure florale est très caractéristique de cette famille (**Cragg et Newman, 2001**) :

- Calice composé de 4 sépales,
- Corolle formée de 4 pétales,
- Androcée ordinairement constitué de 6 étamines tétradynames (4 intérieures longues et 2 extérieures courtes),
- Gynécée formé de 2 carpelles,
- Fruit : silique ou silicule.

- **Fleurs** : Le terme Brassicacées signifie qui porte une croix, c'est-à-dire la forme des fleurs dont les quatre pétales opposés se croisent pour former une croix.

I.1.2. Partie souterraine

- **Racine** : Elle est pivotante formée par un axe blanchâtre qui va en s'amincissant : c'est la racine principale. Celle-ci se ramifie (= se divise) en racines secondaires (ce qui explique la possible combinaison dans les champs avec les Poacées et tubérisées).

I.1.3. Composition chimique de l'appareil végétatif

L'appareil végétatif est toujours riche en essence sulfurée (Il s'agit d'essence, du fait du caractère volatile à température ordinaire. Le terme de " sulfurée " se rapporte à la présence d'atome de soufre chez ces molécules.), d'où la saveur piquante. L'odeur est produite quand il y a rupture et mise au contact de l'enzyme et de l'hétéroside ; l'hétéroside libère alors le produit volatile, si on froisse ou on le touche.

L'essence est souvent le support de l'utilité médicinale de ces plantes (car le soufre est utile au corps ou aux phanères).

L'utilisation condimentaire est aussi justifiée par cette présence d'essence.

I. 2. Appareil reproducteur

I.2.2. Fleurs mâles (étamines)

Il s'agit de grappes dépourvues de bractée.

Chaque fleur a une structure particulière et universelle.

On a toujours :

- 4 sépales avec deux verticilles de 2 sépales présentés en croix.
- 4 pétales libres aux limbes en croix, inséré à un même cercle.
- 6 étamines de ceux cerclent :
 - . Externe : 2 étamines seulement,
 - . Interne : 4 étamines aux filets plus longs que les 2 autres,
- Un androcée tétraname.

I.2.3. Fleurs femelles (carpelles)

- 2 carpelles soudées avec des placentas pariétaux reliés par une membrane séparant l'ovaire.

L'ovaire est biloculaire, avec fausse cloison reliant les deux bourrelets placentaires. La déhiscence se fait par détachement au niveau des bourrelets, et les graines restent fixées la cloison.

Le fruit est une silique, particulière aux Brassicacées (Le fruit peut être nommé silicule s'il a un aspect court et large). La forme du fruit, sa longueur, son épaisseur, sa largeur, servent à la reconnaissance des espèces.

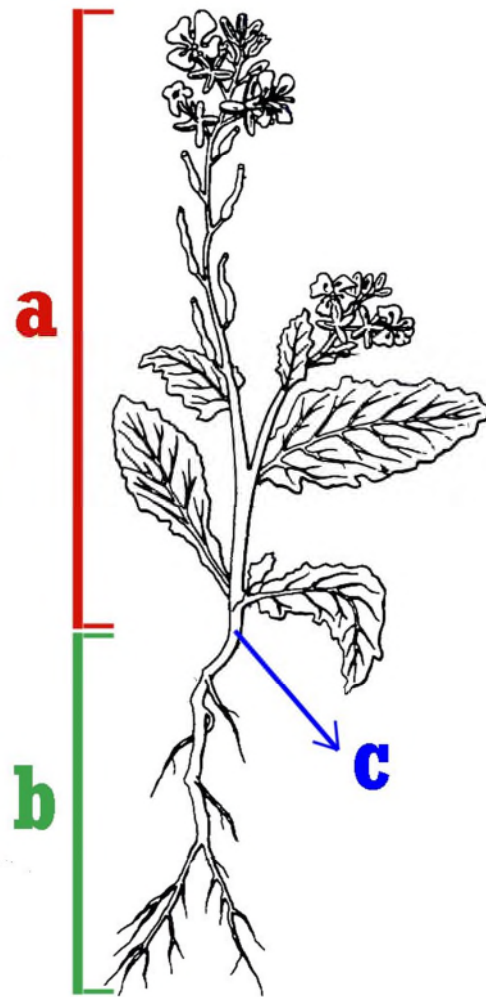
Les graines vont se détacher progressivement ; elles sont dépourvues d'albumen, les réserves étant essentiellement d'origine lipidique.

Remarque :

A la jonction entre la partie souterraine et la partie aérienne se distingue le collet.

I.3. Systématique de l'espèce

- Embranchement : Spermaphytes (Phanérogames)
- Sous embranchement : Angiospermes
- Classe : Eudicots (dicotylédones)
- Sous- classe : Dialypétale
- Série : Thalamiflores
- Sous-série : Méristémones
- Ordre : Pariétales
- Famille : Brassicacées
- Genre : *Sinapis*
- Espèce : *Arvensis*
- Genre espèce : *Sinapis Arvensis* L.
- Nom arabe : "الخردل"



a : partie aérienne

b : partie souterraine

c : collet

Photo n°1 : Rameau floristique (*Sinapis arvensis* L.)

Photo n°2 : Diagramme floral

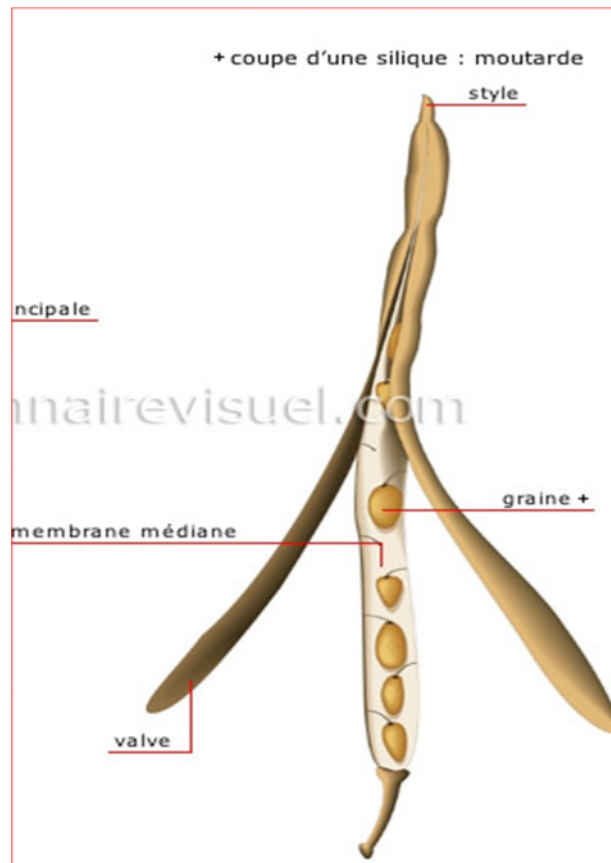


Photo n°3 : Silique déhiscente (fruit)

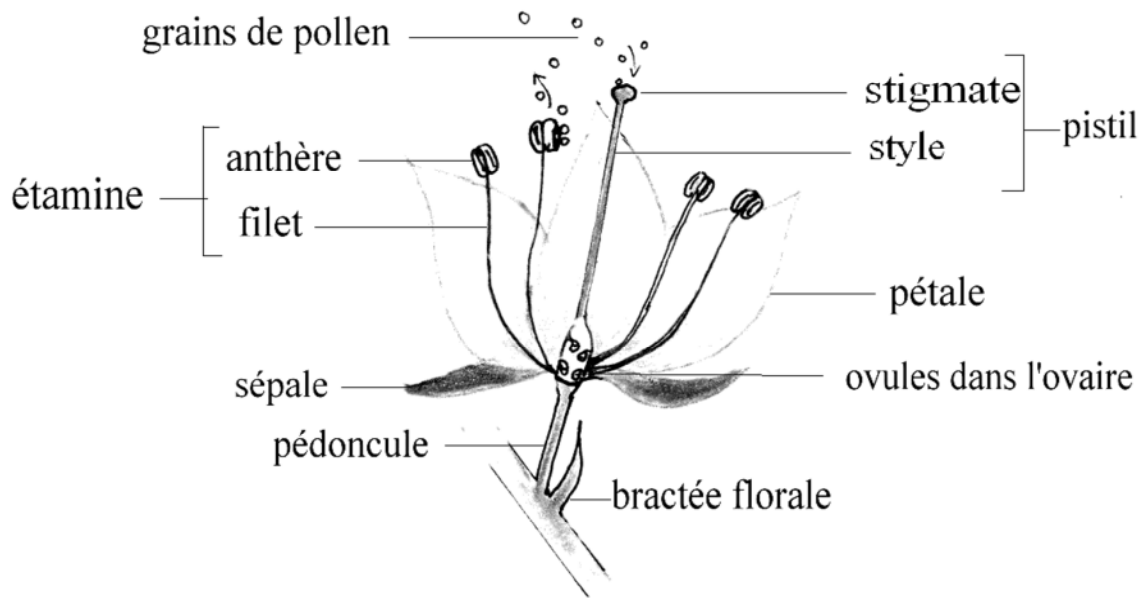


Photo n°4 : Fleur privée de sa corolle

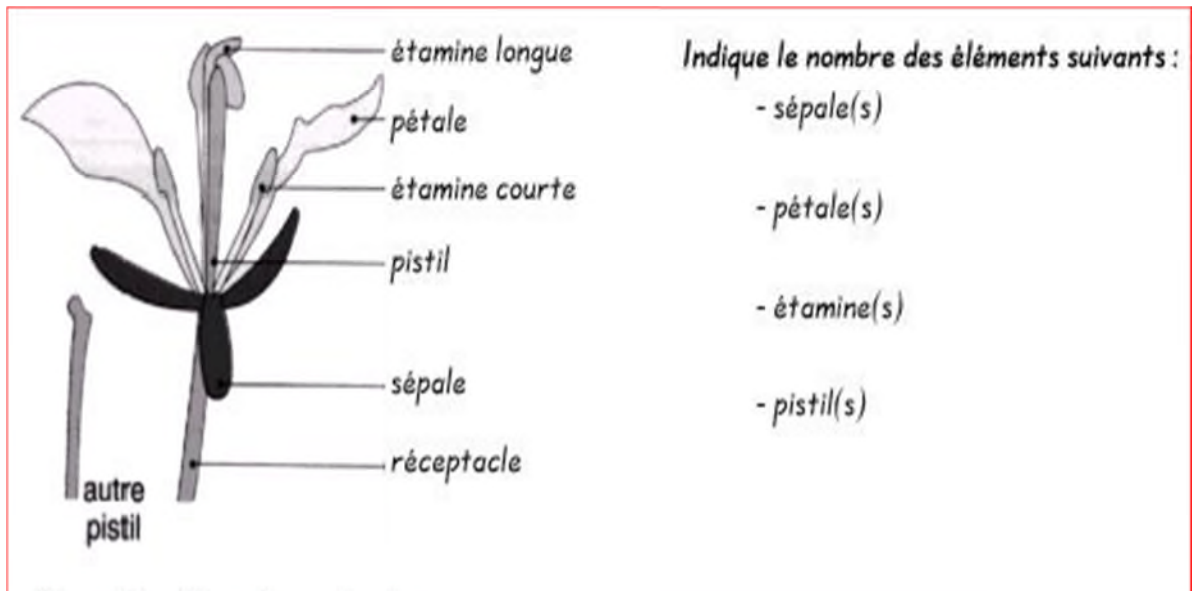


Photo n°5 : Coupe longitudinale de la fleur

Chapitre II

Stations d'étude

Sommaire II

Chapitre II : Stations d'étude

II.1. Echantillonnage et zonage.....	13
II.2. Méthode d'échantillonnage utilisée.....	15
II. 3. Choix des stations.....	..16
II. 4. Description des stations.....	16
II.4.1. Zenata.....	17
II.4.2. Béni-Ghanam.....	..19
II.4.3. Rachgoun.....	21

II.1. Echantillonnage et zonage

II. 1.1. Introduction

Pour l'étude de la végétation nous nous sommes basés sur l'échantillonnage. L'échantillonnage est l'ensemble des opérations qui ont pour objet de prélever dans une population, elle permet de mettre en évidence la variabilité spatiale de la végétation, ainsi que l'évaluation quantitative de la végétation (**Gounot, 1969**).

D'après **Frontier (1983)**, l'échantillonnage est l'aspect technique, essentiellement instrumental, de la récolte d'échantillons et la valeur d'un échantillon qui sont abordés; suite à quoi il reste à analyser comment on peut déterminer les caractéristiques d'un plan d'échantillonnage de façon à en obtenir le maximum d'informations pertinentes relativement au problème posé.

Les travaux sur l'échantillonnage des milieux et leurs peuplements sont nombreux (**Frontier, 1983 ; Benabadji, 1995 ; Bouazza, 1995, Benabadji et Bouazza, 2002**) et ont déjà suscité une variété d'ouvrages de synthèse. Cependant, le plus souvent ce sont les aspects techniques essentiellement instrumentaux de la récolte de l'échantillon qui sont peu abordés la plus part du temps.

Guinochet (1973) définit l'échantillonnage par l'ensemble des opérations qui consiste à prélever un certain nombre d'éléments dans l'ensemble que l'on peut observer (population).

L'échantillonnage des communautés végétales doit comprendre deux phases :

- La première est constituée par l'analyse des échantillons eux-mêmes pour vérifier s'ils répondent aux critères d'homogénéité et de représentativité.
- La deuxième correspond à la comparaison des échantillons pour tirer des conclusions valables sur les communautés (**Gounot, 1969**).

Une communauté homogène dans des conditions est de dimensions extrêmement variables. Les espèces y sont distribuées de manière à utiliser au mieux les conditions offertes par le milieu abiotique (**Tedonkeng et al., 1986**). En outre, pour des raisons diverses, il n'est généralement pas possible de collecter des données sur toute l'étendue de la communauté végétale. Ainsi, l'analyse d'un groupe restreint d'éléments extraits de la communauté devrait

généralement fournir des renseignements d'une précision satisfaisante (**Scherrer, 1984**), et déterminer donc une aire de relevé, qui représente un fragment « d'un ensemble prélevé pour juger de cet ensemble » (**Colin, 1970**) : c'est l'échantillon ou l'aire de relevé.

La comparaison de méthodes d'analyse des communautés végétales ne peut être valable en effet que si celles-ci ont été employées dans un même site (**Poissonet et Poissonet, 1969**).

La proportion d'espèces rares dans la population ainsi que le nombre de placettes utilisées jouent un rôle important dans la détermination du nombre d'espèces (**Heltshe et Forrester, 1983**). La fraction échantillonnée pour arriver à une bonne estimation de la variance du nombre d'espèces est de l'ordre de 0,1 (**Haas et al., 2006**), parfois de 25 % (**Mingoti et Meeden, 1992**).

Le choix de techniques de description de la végétation est fonction des objectifs que l'on se fixe.

Les objectifs les plus fréquents que l'on rencontre sont au nombre de quatre (**Maarel, 2005**) :

- D'ordre phytosociologiques, avec l'intention d'analyser les phytocénoses en vue d'une classification subséquente des communautés ;
- D'ordre écologique, avec l'intention de corréler la variation locale dans la composition de la végétation avec celle des facteurs environnementaux ;
- D'ordre dynamique, avec l'intention d'établir ou de revisiter des parcelles de végétation en vue de décrire des changements de végétation ;
- D'ordre appliqué, par exemple avec l'intention d'investiguer l'effet de mesures d'aménagement.

Une étude phytosociologique comporte généralement plusieurs étapes résumées comme suit (**Maarel, 2005**)

- Une reconnaissance générale,
- Une première étude comprenant une brève description des types dominants de végétation,
- Une étude approfondie.

Orlói et Kenkel (1985) présentent trois types de stratégie d'échantillonnage :

- Echantillonnage aléatoire

- Soit simple, cela nécessite un plan d'échantillonnage complet avec N individus (relevés) et la sélection d'une partie de ces individus est faite à partir de nombre aléatoires ;
- Soit stratifié ; dans ce cas, la population des individus est divisée en strates et l'échantillonnage aléatoire est appliqué dans chaque strate (voir **Bouxin, 1975 et 1991**) ;
- Soit systématique ; cette technique part d'un relevé appelé pivot choisi de manière aléatoire et les autres relevés sont disposés à intervalles réguliers ;

- Soit à deux ou plusieurs étapes, qui consistent à sélectionner des aires importantes, qui sont à leur tour échantillonnées ; cette stratégie peut être généralisée à plusieurs étapes. Diverses variantes existent comme l'échantillonnage semi-systématique (**Podani, 2000**).

- Echantillonnage préférentiel

Dans lequel les relevés sont choisis parce qu'ils paraissent typiques à l'observateur ou en fonction de critères plus élaborés et codifiés comme c'est le cas en phytosociologie (**voir Guinochet, 1973**). L'utilisation de documentation cartographique ou l'utilisation de photos aériennes sont des sources utiles dans ce genre d'échantillonnage (**Gounot, 1969**).

Selon **Dagnelie (1970)**, ou encore **Guinochet (1973)**, l'échantillonnage reste l'opération qui prélève un certain nombre d'éléments que l'on peut observer ou traiter.

C'est la seule méthode permettant les études de phénomènes à grande étendue tels que la végétation, le sol, et éventuellement leurs relations. Le relevé est l'un des outils expérimentaux de base pour l'étude de ces relations.

Afin d'arriver correctement à limiter l'espace échantillonné, un certain nombre de documents de base ont guidés notre travail à savoir, les cartes de bases (topographiques surtout).

II.2. Méthode d'échantillonnage utilisée

Un échantillonnage reste l'opération qui prélève un certain nombre d'éléments que l'on peut observer ou traiter (**Dagnelie, 1970**). C'est la seule méthode permettant les études des phénomènes à grande étendue tels que la végétation, le sol et éventuellement leurs relations. **Gounot (1969)** a proposé quatre types d'échantillonnage:

- Echantillonnage subjectif,
- Echantillonnage systématique,
- Echantillonnage stratifié,
- Echantillonnage au hasard.

L'échantillonnage au hasard : consiste à prendre au hasard les diverses localisations des échantillons à étudier.

II.2.1. Echantillonnage au hasard (principe et méthode)

- Principe :

La véritable sélection au hasard ne peut se faire en toute rigueur qu'en matérialisant sur le terrain la carte la carte ou la photo aérienne, es axes des coordonnées et en choisissant des couples des coordonnées dans une tables de nombre au hasard.

- Méthode :

Cette méthode impose donc de lourdes certitudes soit dans la matérialisation des axes sur le terrain soit en ce qui concerne le repérage exact dans la nature des points placés sur la carte ou la photo aérienne.

Dans le cadre des surfaces, il faudra en outre définir le mode, la surface suivant les règles fixées à l'avanche puis réaliser matériellement le cas des lignes, il suffira de tirer au hasard et de faire une visée.

II. 3. Choix des stations

Le choix des stations est une étape importante qui doit être guidé par les objectifs de notre étude. Le caractère important et pratique qu'il faut prendre en priorité est l'uniformité de la végétation dans la station.

Selon **Ellenberg (1956)**, la station dépend impérativement de l'homogénéité de la couverture végétale dont le but est d'éviter des zones de transition. Nous avons donc pu choisir trois (3) stations (**Carte n° 3**). Les stations d'étude que nous avons retenues sont celles qui reflètent au mieux la diversité phyto-écologique où l'on relève la présence du *Sinapis arvensis*.

II. 4. Description des stations

II.4.1. Zenata



Photo n°06 et 07 : Station Zenata (photo prise en 2014 par Abdeldjalil A.)

Cette station, se trouve sous le pont de la route nationale (RN 98) à quelques kilomètres de localité de Zenata.

Elle s'installe sur une longitude de 1°27' Ouest et une latitude de 35°01' Nord, l'altitude approximative de cette station est de 200 m.



Carte 1 : Image satellitaire de la station de Zenata

La station présente un taux de recouvrement végétal de 50 à 60% sur une pente légère de 10 à 20%. Cette station est caractérisée par une richesse de la strate herbacée.

Les espèces Thérophytiques dominantes dans cette station sont :

Chenopodium album L.,
Chrysanthemum coronarium L.,
Hordeum murinum L.,
Lagurus ovatus L.,
Medicago falcata L.,
Papaver hybridum L.,
Phalaris communis L.,
Plantago major L.,
Sinapis arvensis L.

II.2.1.Béni-Ghanam



Photo n°08 et 09 : Station Béni-Ghanam (photo prise en 2014 par Abdeldjalil A.)

Cette deuxième station est proche de la route nationale N°22. Elle se positionne sur une longitude de 1°17'Ouest et une latitude de 35°10'Nord ; Sur le plan altitudinal la station s'élève à 180 m.



Carte 2 : Image satellitaire de la station de Béni-Ghanam

Présentant un taux de recouvrement de 50 à 60%, la station se trouve sur une pente légère de 10 à 20%.

Les espèces cette station sont :

Bromus madritensis L.,
Bromus rubens L.,
Centaurea pullata L.,
Chenopodium album L.,
Chrysanthemum grandiflorum L.,
Erodium moschatum L.,
Hordeum murinum L.,
Lagurus ovatus L.,
Malva sylvestris L.,
Marrubium vulgare L.,
Phalaris communis L.,

II.4.3. Rachgoun



Photo n°10 et 11 : Station Rachgoun (photo prise en 2014 par Abdeldjalil A.)

Cette dernière station d'étude se trouve là aussi à côté de la route nationale R°22, qui se situe à l'Ouest de Béni Saf et à l'Est des Monts des Traras et se localise sur la valve de l'Oued de la "Tafna" qui débouche sur la Côte de Rachgoun.

Elle présente entre autre une longitude de 1°28' Ouest et une latitude de 35°17' Nord et se positionne à une altitude de 54 m. Le taux de recouvrement oscille entre 30 et 40% sur substrat siliceux. La distance qui sépare la troisième station de la deuxième est de 10 Km.



Carte 3 : Image satellitaire de la station de Rachgoun

La station à climat littoral favorise l'installation des espèces thérophytiques présentes sont :

Chrysanthemum grandiflorum L.,
Erodium moschatum L.,
Hordeum murinum L.,
Malva sylvestris L.,
Marrubium vulgare L.,
Phalaris communis L.

Chapitre III

Cadre physiographique de la région

Sommaire

Chapitre III: Cadre physiographique de la région

III.1. Localisation de la région.....	24
III.2. Cadre physiographique.....	24
III.3. Sol.....	25
III.3.1. Introduction.....	25
III.3. 2. Analyses physiques.....	26
III.3. 3. Analyses chimiques.....	27
III.3.4. Interprétation des résultats d'analyse du sol.....	29
III.4. Bioclimatologie.....	31
III.5. Aperçu anthropique.....	35
III.5.1.Introduction	35
III.5.2. Élevage.....	36
III.5.3. Pression anthropozoogène.....	36
III.5.4. Causes de dégradation.....	37
III.5.5. Conclusion.....	39

III.1. Localisation de la région, Cadre physiographique (Tableau n°1, carte n°4)

La région de Tlemcen où s'insèrent l'ensemble de nos stations de prélèvement est située entre 34°00' et 35°94' de latitude Nord et 2°30' de longitude Ouest à l'extrême Ouest de l'Algérie avec une altitude de 850 m et une superficie de 9.071.69 km². Cette région est limitée géographiquement :

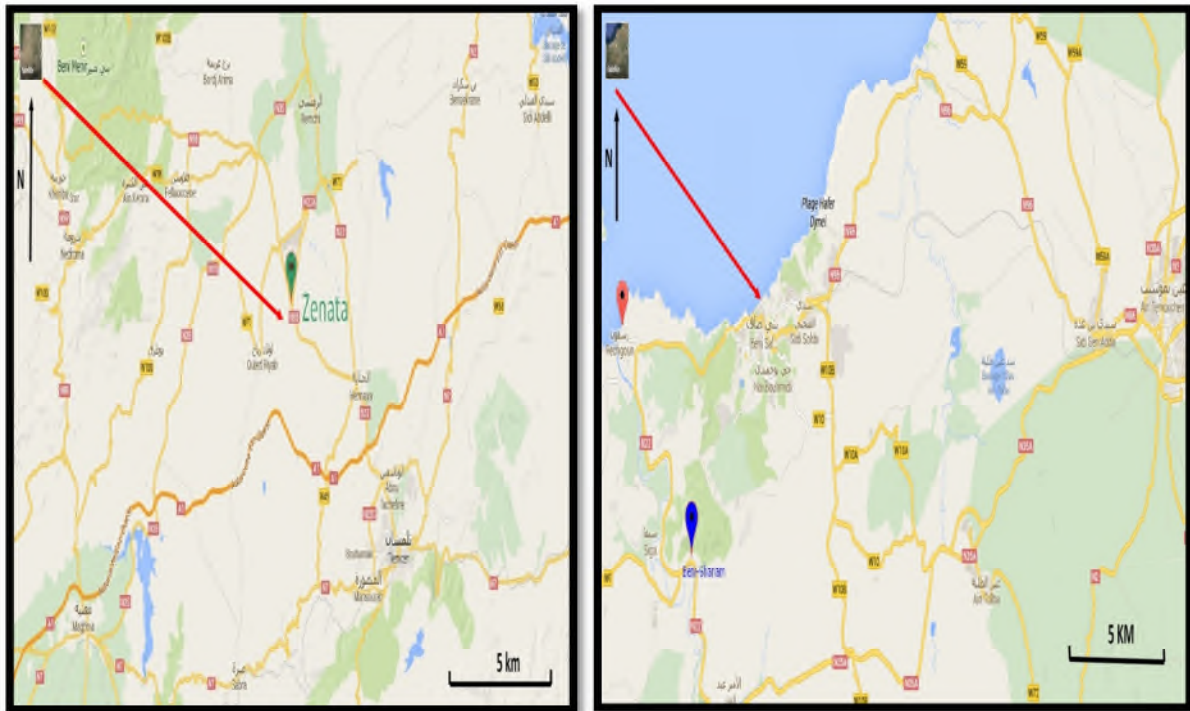
- Au Nord par la mer Méditerranée,
- Au Nord-Est par la wilaya d'Aïn –Temouchent,
- A l'Est par la wilaya de Sidi Bel-Abbés,
- A l'Ouest par le Maroc,
- Au Sud par la wilaya de Naâma.

Elle compte actuellement 53 communes y compris celles où se trouvent les stations étudiées (Tableau N°1 ci-dessous).

Tableau n°1:Données géographiques des stations

Position Stations	Longitude Ouest	Latitude Nord	Altitude (m)
Zenâta	1°27'	35°01'	200
Béni-Ghanam	1°17'	35°10'	180
Rachgoun	1°28'	35°17'	54

Chaque station de prélèvement comprend l'ensemble des informations géographiques qui permettent de situer et de décrire le milieu physique dans le contexte géologique, géomorphologique, bioclimatique et biogéographique.



Carte 4 : Carte géographique des stations

III.2. Géomorphologie

La géomorphologie est considérée comme une expression synthétique de l'intersection entre les facteurs climatiques et géologiques (Adi, 2001).

La région de Tlemcen est caractérisée par une grande variété de paysage. On peut subdiviser en des grandes zones suivantes :

- Les Monts de Tlemcen : formés de reliefs accidentés et sont garnis par un tapis végétal plus au moins dense qui les protège. Ils sont caractérisés notamment par une érosion plus ou moins intense à l'exception de quelques îlots tels que la zone d'El-Khemis où la roche-mère affleure en surface par endroit. Ce sont des formations argilo-marneuses avec des pentes de plus de 20% (Tricart, 1996).
- Le Bassin de Tlemcen : s'étend d'Ouest en Est, une succession de plaines et de plateaux drainés par des cours importants prenant naissance pour la plupart dans les monts de Tlemcen.
- A l'Ouest la plaine de Maghnia est bordée au Nord par Oued Muilah, elle atteint une altitude de 400 m à l'Est. Cette plaine s'élève entre 400

et 800m d'altitude, elle est bordée au Nord-Ouest par la vallée de l'Isser. Elle est aussi découpée par les affluents de la rive droite de la Tafna et de la rive gauche de l'Isser descendant dans tous les monts de Tlemcen, ces plateaux sont des formations argilo-marneuses relativement utiles pour les cultures vivrières installées dans les alentours de la région.

- Le littoral : constitue le massif montagneux des Traras qui présente un relief d'une topographie très accentuée (25% de pente). Ce massif est constitué de 02 parties de natures différentes :

- Le premier représenté par des roches calcaires ou dolomitiques,
- Le second représenté par les marnes allant de l'Est à l'Ouest remonté pratiquement sur l'ensemble de la chaîne montagneuse par des schistes, du calcaire et des grès friables ou même des alluvions qui sont localisés essentiellement sur les piémonts Sud du massif.

III.3. Sol

III.3.1. Introduction

En général, les sols se répartissent en fonction des unités géomorphologiques, cependant, une diversité édaphique pourrait exister sur une même unité, comme il arrive d'avoir des sols très comparables sur des unités différentes (**Achour et al., 1983**).

La couverture végétale dans la wilaya de Tlemcen est le résultat de facteurs actuels, climat, végétation et action anthropozoiique qui ont conduit au développement de trois grandes types de formations pédologiques : les sols rubéfiés, les encroûtements calcaires et les sols salins (**Aimé, 1991**).

On sait que le sol reste et demeure l'élément principal de l'environnement, réglant la répartition du couvert végétal. Il semble qu'il y ait un lien entre la faible disponibilité en phosphore et la présence de moutarde, leur propriété acidifiante leur permettant de mieux extraire le phosphore.

Certains agriculteurs évitent tout retournement de sol argilo-calcaire superficiel car cela engendre des levées importantes de moutarde (le calcaire bloquant la disponibilité en phosphore).

Notre approche sur le sol s'est basée essentiellement sur l'analyse granulométrique d'une part et d'autre sur les analyses chimiques. Les échantillons du sol (un par station) ont été prélevés au niveau de la rhizosphère

- Etat du sol

L'abaissement de l'humidité ou de la température du sol réduisent l'absorption, créent un déficit hydrique dans la plante, ce qui augmente la succion des feuilles mais surtout obstrue les stomates. Il ne s'agit ici que des facteurs limitant n'intervenant qu'en dessous d'un certain seuil (15°C pour la température).

Les autres facteurs édaphiques influent sur l'absorption de l'eau (riche en colloïdes, équilibre osmotique, etc...)

- Couleur

La couleur du sol varie notablement selon la teneur en eau et d'autre part selon l'éclairement.

L'identification de la couleur se fait grâce au code international « Munsell » (**Munsell, 1992**), on rapproche l'échantillon séché du sol à des couleurs du livre pour voir à quoi peut correspondre cette couleur.

III.3. 2. Analyses physiques

Les propriétés physiques du sol sont liées à la structure et à la texture. La structure est la manière dont sont assemblés les éléments du sol (minéraux et organiques) (**Aubert Guy, 1989**).

L'analyse granulométrique a pour but de quantifier pondéralement en pourcentage les particules du sol (sables, limons et argiles), c'est la méthode la plus précise qui permet de déterminer la texture du sol (**Baize et Jabiol, 1995**).

La méthode utilisée est celle de Casagrande (**Casagrande, 1934**) basée sur la vitesse de sédimentation des particules dont la vitesse de chute est régie par la loi de **Stockes**.

III.3. 3. Analyses chimiques

- pH :

La mesure du pH est effectuée sur une suspension de la terre fine 10g, dans 25ml d'eau distillée.

Le rapport liquide/poids est constant la lecture des résultats est obtenue après étalonnage de l'appareil en plongeant l'électrode du pH mètre dans la solution à analyser. Les valeurs faibles indiquent une acidité, les valeurs supérieures à 7 correspondent à un caractère basique (**Baize, 1990**).

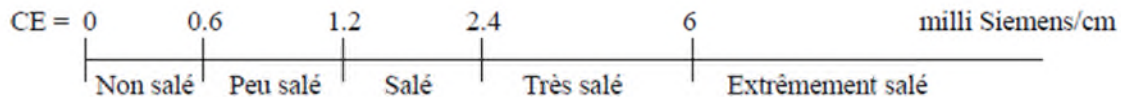
- Conductivité électrique (salinité)

La mesure de la conductivité électromagnétique (C.E.M) des sols est une méthode qui s'est imposée petit à petit pour la mesure de la salinité des sols (**De Jonc et al., 1979; Williams et Hoey, 1982**).

La mesure de la conductivité permet d'obtenir rapidement une estimation de la teneur globale en sels dissous. On détermine la conductivité sur une solution d'extraction aqueuse (rapport sol/eau est égale à 1/5) exprimée en millisiemens par centimètre (mS/cm) à l'aide d'un conductivimètre.

« La capacité du sol à conduire le courant électrique est en fonction de la concentration en électrolytes de la solution du sol » (**Rieu et Chevery, 1976**).

L'estimation de la teneur globale en sels dissous a été faite à l'aide de l'échelle de salure des sols comme suit :



Echelle de salure en fonction de la conductivité et l'extrait aqueux 1/5

Relation de Richard in Aubert Guy (1978)

- Calcaire totale (%)

Détermination volumétrique du carbone est une réaction caractérisée du carbone (CaCO_3) sous l'action d'acide chlorhydrique (HCl) fort à température ambiante.

Le dosage du calcaire total est réalisé à l'aide du Calcimètre de Bernard (méthode du calcimètre de **Bernard**).

Tableau n°2: Échelle d'interprétation de carbonate

Valeurs des carbonates (%)	Charge en calcaire
< 0.3	Très faible
0.3 - 3.0	Faible
3.0– 25	Moyenne
25– 26	Forte
> 60	Très forte

- Carbone organique

Le carbone de la matière organique est oxydé par bichromate de potassium en présence d'acide sulfurique.

En connaissant la quantité de bichromate nécessaire pour cette oxydation, on peut calculer le pourcentage de carbone organique et d'humus dans le sol. On note le volume V_2 de $K_2Cr_2O_7$ sur la burette après titrage. Il est obtenu par la relation ci-dessous :

$$MO = 104.5 (V_2 - V_1) / m^2$$

III.3.4. Interprétation des résultats d'analyse du sol

Station de Zenata

Le sol de Zenata dispose d'une texture limoneux-sableuse avec une composition granulométrique qui se présente comme suit : 95,44% sable, 4% de limons, 0,98% d'argile. Le pourcentage de calcaire atteint 20,5%. Cependant le pH est 8,34 et sa matière organique est faible de 0,27, la conductivité électrique indique un sol non salé 0.196 (mS/cm) par ailleurs la couleur du sol est de type 5YR 5/6.

Station de Béni-Ghanam

Le sol de Béni-Ghanam dispose d'une texture limoneux-sableuse avec une composition granulométrique qui se présente comme suit : 95.96 % sable, 4.04 % de limons, 1.20% d'argile. Le pourcentage de calcaire est moyen (18%). Ce pendant le pH est alcalin 7.809, la matière organique reste très faible (0.34), la conductivité électrique indique un sol non salé 0.0165 (mS/cm) par ailleurs la couleur du sol est de type 5YR 6/6.

Station de Rachgoun :

Ce sol de Rachgoun dispose d'une texture limoneux-sableuse avec une composition granulométrique qui se présente comme suit : 97% sable, 2% de limons, 0.30% d'argile. Le pourcentage de calcaire moyen s'élève à 18.5%. Alcalin le pH est 7.891, sa matière organique est de 0,68 %, la conductivité électrique indique un sol peu salé 0.809 (mS/cm), la couleur du sol est de type 2.5Y/R 3/4.

Tableau n° 3 : Résultats d'analyses du sol dans les stations

Stations Analyses	<u>Zenata</u>	<u>Béni-Ghanam</u>	<u>Rachgoun</u>
Couleur Munsell	5YR 5/6	5YR 6/6	2.5Y/R 3/4
Granulométrie (%)			
Sable grossier	90,71	89,36	90,97
Sable fine	4,29	1,16	4,14
Limon	4	4.04	2
Argile	0.98	1.20	0.30
Type de texture	limono- sableuse	limono- sableuse	limono- sableuse
CaCO₃(%)			
Quantité	20,5	18	18.5
pH	8,34	7.809	7.891
Appréciation	Alcalin	Alcalin	Alcalin
Conductivité électrique (mS/cm)	0.1965	0.016.5	0.809
Estimation	Non salé	Non salé	Peu salé
Matière organique (%)	0,27	0,34	0,68
Estimation	Faible	Faible	Faible

Conclusion

Les sols de la zone d'étude sont assez hétérogènes et leurs caractéristiques suivent la nature du substrat.

L'ensemble des caractères physico-chimiques des échantillons montre une texture limono- sableuse pour les trois stations, Ce sont des sols légers et très perméables,

Un pH alcalin plus de 7.8, un taux de matière organique très faible, un pourcentage de calcaire qui varie de 18 à 20 qui montre un sol où le niveau de calcaire demeure moyen.

La moutard des champs est une espèce qui s'installe sur un sol à substrat calcaire à pH alcalin à texture où le sable domine toujours avec une humidité momentanée moyenne.

III.4. Bioclimatologie

Le climat est un ensemble de phénomènes météorologiques (température, précipitations, écarts thermiques et les vents) qui caractérisent l'état moyen de l'atmosphère et son évolution en un lieu donné. L'estimation de ces paramètres permet d'aboutir à une interprétation efficace des indices d'où l'intérêt de ces derniers dans la détermination du type de climat ainsi que pour la distribution de la végétation.

De nombreux travaux sur la climatologie et la bioclimatologie ont été réalisés sur l'Algérie en général et sur l'Oranie en particulier. Par ailleurs de nombreux auteurs s'accordent à reconnaître l'intégration du climat algérien au climat méditerranéen (**Benabadji et Bouazza, 2000**).

Le climat méditerranéen est caractérisé par un climat sec et long (≈ 7 mois), il est défini comme un climat extratropical à photopériodisme saisonnier et quotidien, à pluviosité concentrée durant les saisons froides et relativement froides, l'été, saison plus chaude, étant sec (**Emberger, 1954**).

L'atlas marocain et le Sud de l'Espagne limitent l'influence atlantique sur l'Ouest du pays. Dans notre région (l'Ouest algérien) et plus précisément sur des monts de Tlemcen, la saison estivale sèche et chaude dure 6 mois. Le semestre hivernal est pluvieux et froid, la pluie et la température sont la charnière du climat, elles influent directement sur la végétation.

La région de l'Ouest algérien se caractérise par de faibles précipitations avec une grande variabilité inter-mensuelle et interannuelle (**Bouazza et Benabadji, 2010**).

Le climat de la région de Tlemcen est du type méditerranéen influencé par une sécheresse estivale marquée et une période hivernale pluvieuse.

De nombreux travaux ont été réalisés sur l'Algérie en général et sur la région d'étude particulièrement, citons: **Mac Garthy (1853)**, **Angot(1881)**, **Thinthoin (1910)**, **Emberger (1930)**, **Conrad (1943)**, **Seltzer (1946)**, **Bagnouls et Gausson (1953)**, **Sauvage (1961)**, **Borteli *et al.* (1969)**, **Le Houerou (1975)**, **Medail et Quézel (1996)** et **Benabadji et Bouazza (2007)**.

- Températures

La température est un facteur écologique fondamental et un élément vital pour les formations végétales, le facteur climatique a été défini par **Peguy (1970)** comme une qualité de l'atmosphère et non une grandeur physique mesurable.

L'action de la température rappelle celle de la sécheresse de l'air : jusqu'à 25 à 30°C.

- Ecart thermique

L'analyse des écarts thermiques dans nos trois zones d'étude met en relief des températures assez élevées durant l'été particulièrement en Juillet et Août. Les maxima thermiques moyens "M" varient entre 29 et 35°C dans la période ancienne, en revanche la période nouvelle enregistre les valeurs avoisinant 31 à 38°C.

En hiver les températures minimales des stations connaissent des valeurs oscillant entre -2,9 °C au Sud et 10,7 °C au Nord. Pour l'ensemble des stations, le mois le plus froid est Janvier. Ainsi **Hadjadj Aouel (1995)** entend par saison froide, la période pendant laquelle, les températures sont les plus basses de l'année et où les températures moyennes sont inférieures à 10°C.

L'amplitude thermique est définie par la différence entre les moyennes des maximums extrêmes et les minimums extrêmes. Sa valeur est écologiquement importante à connaître, car elle représente la limite thermique extrême à laquelle chaque année en moyenne les végétaux doivent résister (**Djebaili, 1984**). Ceci pour permettre de définir des groupes climatiques :

- M : moyenne des maxima thermiques du mois le plus chaud en °K,
- m : moyenne des minima thermiques du mois le plus froid en K°,
- M-m : Amplitude thermique exprimant la continentalité.

Cette dernière intervient dans le calcul du quotient pluviothermique d'Emberger permettant de tenir compte de l'évaporation. Elle est fonction d'un certain nombre de facteurs tels que :

- Le taux de recouvrement végétal,
- La physionomie,
- Les vents,
- Les condensations.

Ce quotient reflète l'aridité du climat, en effet une région est d'autant plus sèche que M-m est plus élevée (**Halimi, 1980; Boudy, 1948**).

Par ailleurs, **Emberger (1955)** a déterminé et définie les seuils thermiques en rapport avec les grandes types de végétation ce qui lui a permis de déterminer les variations thermiques suivantes :

Tableau n°4 : Variations thermiques d'Emberger (°C)

Variation très chaude avec :	$m > 10$
Variation chaude avec :	$7 < m < 10$
Variation tempérée avec :	$3 < m < 7$
Variation fraîche avec :	$0 < m < 3$
Variation froide avec :	$-3 < m < 10$
Variation très froide avec :	$-7 < m < -3$

Une classification a été établie par **Debrach (1953)** in **Alcaraz (1982)**, basée sur la définition du climat en fonction des écarts thermiques « M-m ». Cette méthode permet de définir les types de climat :

Tableau n°5 : Types de climat

Climat insulaire	$M-m < 15^{\circ}\text{C}$
Climat littoral	$15^{\circ}\text{C} < M-m < 25^{\circ}\text{C}$
Climat semi continental	$25^{\circ}\text{C} < M-m < 35^{\circ}\text{C}$
Climat continental	$M-m > 35^{\circ}\text{C}$

Emberger (1930 et 1955) a établi un quotient pluviothermique le « Q₂ » qui est spécifique au climat méditerranéen. Il est le plus utilisé en Afrique du Nord. La formule du Q₂ d'**Emberger** a été modifiée par **Sauvage et Daget (1963)** sur la base de la formule :

$$Q_2 = \frac{1000P}{\frac{(M-m).(M+m)}{2}} = \frac{2000P}{M^2 - m^2}$$

Dans laquelle :

- P : Moyenne des précipitations annuelles (mm),
- M : Moyenne des maxima du mois le plus chaud (K°),
- m : Moyenne des maxima du mois le plus froid (K°),
- M-m : Amplitude thermique.

Les températures sont exprimées en degrés absolus : $t^{\circ}\text{K} = T^{\circ}\text{C} + 273^{\circ}\text{K}$.

Emberger a mentionné qu'un climat ne peut être caractérisé si à la valeur du Q₂ ne vient pas s'ajouter celle de « m » (**Emberger, 1955**). Ce qui permet aux stations météorologiques de même Q₂ d'être différenciées par leurs valeurs de « m ».

Le Q₂ nous a permis de localiser nos stations sur le climagramme d'Emberger cet auteur a mis au point un zonage du bioclimat méditerranéen du plus sec vers le plus humide en combinant les données climatologiques et celles de la végétation. Aussi, les moyennes des minima sont directement en relation avec les étages de végétation (zonation altitudinale).

La température est un facteur écologique fondamental et un élément vital pour les formations végétales, le facteur climatique a été défini par **Peguy (1970)** comme une qualité de l'atmosphère et non une grandeur physique mesurable (**Ferouani, 2001**).

Les valeurs de « m » augmentent entre les deux périodes de référence (anciennes 1913-1938 et récentes 1970-1990). Ces valeurs oscillent entre 15 et 26°C comme moyenne des « minima » actuelle qui avoisine 38°C à Tlemcen.

- Vent

Le vent est l'un des principaux facteurs régissant le façonnement des dunes et la répartition du couvert végétal en déracinant les plantes annuelles, modifiant la morphologie des végétaux et influant sur la répartition des graines lors de leur dissémination.

Les vents d'Ouest et Nord-Ouest sont chargés de pluie et sont les plus fréquents durant toute l'année sauf en été où ils sont substitués par les vents desséchants ou sirocco du Sud et même du Sud-ouest. Le taux de fréquence global varie de 57% à 68% pour Tlemcen.

Le vent chaud et sec Sirocco est aussi défavorable à la végétation de la région d'étude (**Anonyme, 1988**). Il est plus fréquent à l'Est (30j/an) qu'à l'Ouest (15j/an) de notre région. Lorsqu'il souffle au moment où la végétation est en pleine activité, il cause des dégâts plus ou moins importants notamment sur les plantes jeunes (**Djebaili, 1984**).

III.5. Aperçu anthropique

III.5.1. Introduction

La détérioration du capital biologique végétal au niveau de notre zone d'étude, pose bien évidemment le problème de la part de responsabilité qui peuvent y jouer respectivement les facteurs d'origine anthropique, dont bien évidemment le rôle est prépondérant, mais éventuellement aussi, les modifications actuelle du climat, comme cela est souvent évoqué déjà depuis plusieurs décennies, par le biais des changements globaux.

Aujourd'hui, on ne rencontre aucune évolution progressive de la végétation; partout la régression du couvert végétal semble être manifeste.

La pression constante, voire croissante, sur les structures végétales en place, conduit principalement à une perturbation souvent irréversible des écosystèmes en passant par les différentes étapes de la dégradation (**Quezel, 2000**).

Pour mieux comprendre l'effet de l'action de l'homme qui affecte considérablement notre zone d'étude, on a jugé nécessaire l'étude plus ou moins détaillée des effets socioéconomiques ainsi que leurs néfastes impacts des

activités de l'urbanisation de production et des infrastructures sur l'environnement.

Il est reconnu par de nombreux chercheurs **Aidoud (1983)** , **Bouazza (1991-1995)**, **Benabadji (1991-1995)**, **Bouazza et Benabadji (1998)**, **Quezel (2000)**, **Bouazza et al., (2001)**, **Benabadji et Bouazza (2001)**, **Quézel et Médail (2003)**, **Benabadji et al., (2004)** que le rythme de la dégradation de l'environnement dans les terres arides, s'accélère avec l'accroissement de la vulnérabilité des populations de la région.

L'état de dégradation du milieu et de son déboisement est à rechercher pour une large part dans la modification des comportements humains. Aujourd'hui, les ferments de ces transformations sont essentiellement associés à la croissance démographique, la progression et parfois la régression des techniques et la mise en œuvre de politiques agricoles et forestières inadaptées (**Bellifontaine et al., 1997**).

III.5.2. Élevage

L'élevage procure des ressources importantes et régulières très recherchées, pendant les moments difficiles de l'année pour compenser le revenu. La pratique de l'élevage se fait essentiellement sur trois espèces domestiques : les bovins, les ovins et les caprins.

Les parcours sont exploités par une charge très importante d'animaux, supérieure à celle qu'ils peuvent réellement supporter. Il s'agit généralement d'un élevage extensif.

La charge élevée confirme l'absence totale de relation entre le volume de troupeaux et la surface agricole. Ce manque d'équilibre se traduit par une surexploitation et destruction parfois irréversible de ces parcours.

Hireche (1995), précise que l'évolution de la qualité des parcours se fait généralement par deux approches : une approche phytoécologique et une approche zootechnique. La première vise simplement à quantifier la végétation et à évaluer sa valeur énergétique.

III.5.3. Pression anthropozoogène

Toute la couverture végétale sans exception est soumise à une pression due aux activités humaines constantes. Cette dernière doit être considérée comme un facteur écologique indissociable de l'évolution des formations végétales. Tous les groupements végétaux ne reflètent que des stades de

dégradation de niveau plus ou moins inquiétants en liaison avec la gravité des conséquences et des possibilités d'amélioration.

La prise en compte des pressions est donc nécessaire pour expliquer la physionomie, la structure et la dynamique des groupements végétaux. Les perturbations anthropiques sont pour une très large part responsable de l'état actuel des structures de végétation de notre zone d'étude.

Les facteurs anthropiques jouent un rôle majeur dans l'organisation des structures de végétation. En effet, un accroissement extrêmement rapide des populations, surtout rurales, a déterminé une transformation radicale de l'utilisation du milieu par l'homme et ses troupeaux (**Quézel, 2000**). Beaucoup de recherches ont soulevé ce problème, **Quézel (1964)**, **Aidoud (1983)**, **Barbéro et al. (1990)**, **Bouazza et al. (2001)**, signale que les actions néfastes de l'homme se traduisent le plus souvent par la régression de certains taxons voire même à leurs disparitions.

A ce sujet **Letreuche Belaroussi (1995)**, pense que l'examen de situation forestière montre un délabrement des forêts dans certaines régions et la disparition de la couverture forestière dans d'autres régions. **Quézel (1981)**, précise que la détérioration des écosystèmes naturels, pour tout le pourtour de la Méditerranée est liée à l'homme et à l'expansion démographique.

Chaabane (1993), montre l'effet de la pression anthropozoogène, du en grande partie à l'homme et ses actions néfastes sur le milieu naturel. Il montre aussi que la régression du milieu naturel est formé par les besoins intense de l'homme.

III.5.4. Causes de dégradation

La dégradation de la végétation est un problème qui préoccupe plusieurs chercheurs, parmi eux les chercheurs de l'équipe du laboratoire d'écologie végétale de l'Université de Tlemcen.

- **Pâturage et surpâturage**

Le surpâturage est une action qui consiste à prélever sur une végétation donnée une quantité de fourrage supérieur à la production annuelle. Le phénomène de surpâturage est particulièrement spectaculaire autour des centres de sédentarisation et des points d'eau (**Le Houerou, 1969**).

Bouazza (1990), souligne que les animaux choisissent les espèces et par conséquent, imposent à la biomasse consommable offerte une action sélective importante. Il s'agit là de l'aspect de l'appétence des espèces qui représentent des degrés de préférence qu'accorde le bétail aux différentes espèces.

L'action de l'homme et du troupeau sur les parcours modifie considérablement la composition floristique.

- **Coupe de bois et défrichement**

La coupe est considérée comme facteur de dégradation, avec des prélèvements de plus en plus importants qui touche toutes les catégories de bois dans leurs diamètres.

Les défrichements sont d'abord la réponse d'une population à des besoins vitaux, trop sollicitée, la forêt régresse et les crises érosives s'installent, comme les paysages méditerranéens en porte témoignage depuis l'antiquité (**Vernet, 1997**).

- **Incendie**

Le feu est l'ennemie le plus redoutable de la forêt, qu'il soit naturel ou causé par l'homme, par négligence ou volonté. Un incendie même limité peut provoquer des dommages considérables et une destruction définitive peut en résulter.

En méditerranée, les incendies de forêts représentent un fléau majeur et sont le résultat de l'interaction de facteurs physiques, biologiques et humains. Ceci a fait l'objet de plusieurs écrits, selon **Delabraze et Valette (1974)**, **Le-Houerou (1980)**, **Tatoni et Barbero (1990)**, le feu constitue une perturbation majeure à laquelle sont soumis les écosystèmes méditerranéens.

Les incendies trouvent en Méditerranée un terrain favorable, par sa topographie, ses essences, sa richesse floristique estivale, et par ses vents qui sont parfois violents constituants ainsi un facteur favorisant la propagation des feux.

Les modifications du climat et les changements des modes d'usage des terres, représentent des facteurs clés dans l'évolution actuelle des régimes d'incendies en région méditerranéenne (**Quézel et Médail, 2003**).

Les conséquences des incendies sur le sol ont été signalées par **Aubert (1991)**, à savoir, le changement de la structure de l'horizon humifère, la réduction de la capacité de rétention d'eau, l'élévation du pH, l'accroissement du taux de calcaire par éclatement de la roche mère et la diminution de la capacité totale d'échange.

- **Erosion**

L'érosion des sols par la pluie et le ruissellement est un phénomène largement répandu dans les différents pays de la Méditerranée, et qui continue à prendre des proportions considérables en particulier sur les pentes à cause de la nature torrentielle des pluies, de la forte vulnérabilité des terrains (roches tendres, sols fragiles, pentes raides, et couvert végétale souvent dégradé), du surpâturage et de l'impact défavorable des activités humaines, déforestation, incendies, mauvaise conduite des travaux agricoles, urbanisme, exploitation des carrières...etc.

III.5.5. Conclusion

L'évolution et la conservation des forêts méditerranéennes dépendent étroitement des phénomènes liés à l'écologie des perturbations pour lesquels l'homme a joué et joue un rôle primordial pendant ces dernières décennies.

L'impact de l'homme sur les milieux s'intensifie de plus en plus. Ceci a conduit à la rupture parfois irréversible des équilibres écologiques. Les causes sont évidentes : surpâturage, mise en culture, éradication des ligneux et incendies.

L'équilibre est donc rompu entre l'arbre, le sol, le climat, et les activités de l'homme : jadis, les besoins limités des populations avaient longtemps préservé l'écosystème, mais l'être humain en se multipliant s'est montré plus exigeant.

Chapitre IV

Culture rhizogénique et organogénèse

Sommaire

Chapitre IV: Culture rhizogénique et organogénèse

IV. 1. Aperçu bibliographique.....	41
IV. 2. Organogénèse.....	42
IV. 3. Rhizogénèse.....	42
IV. 4. Matériels et méthodes.....	43
IV.4.1. Matériel	43
IV.4.2. Méthodologie.....	46
IV. 5. Résultats et interprétations.....	47
IV. 6. Conclusion.....	67

IV.1. Aperçu bibliographique

La culture *in vitro* (aussi appelée micro propagation) est une technique visant à régénérer une plante entière à partir de cellules ou de tissus végétaux en milieu nutritif, en utilisant des techniques modernes de culture cellulaires.

Les techniques de culture *in vitro*, sont assez proches des techniques chirurgicales et micro chirurgicales, elles exigent, comme celles-ci beaucoup de soin dans le maintien des conditions d'asepsie car la présence d'une seule bactérie ou champignon suffit à envahir un milieu de culture c'est pourquoi il vaut mieux respecter le maximum de règles, quitte à les simplifier, il serait donc nécessaire de veiller à ce que tous les instruments stérilisés soient déposés dans la sphère stérile, de façon à avoir le moindre geste à faire au cours des manipulations et dans l'air stérile.

Les mains seront frottées souvent à l'alcool (70%), tout au moins systématiquement après qu'elles aient été en contact avec du matériel non stérile même sous la hotte à flux laminaire (**Boulay, 1993**). Généralement, le travail se fait toujours prêt du bec bunsen dans un rayon de 30 cm (**Morel, 1956**) mais pour plus de commodité, les manipulations sont réalisées entre deux flammes assurées par le bec bunsen, afin d'assurer une atmosphère stérile.

La micropropagation est utilisée dans un but de multiplication en masse, puisqu'elle permet, en partant d'un seul individu (plant), l'obtention d'un nombre considérable de plantes génétiquement identiques à la plante mère (**Ferry *et al.*, 1998; Semal, 1998**).

Par ailleurs, l'usage de cette technique nécessite peu d'espace et peu être programmé indépendamment des saisons. La technique représente donc sans contexte un outil puissant aux perspectives industrielles et économiques importantes (**Margara, 1982; Boxus, 1995; Semal, 1998; Skirvin *et al.*, 2000**).

Les techniques de micropropagation empruntent essentiellement deux voies :

- L'une qui utilise des tissus méristématiques (méristème ou apex de tige, bourgeons axillaires) potentiellement capable de donner suite, au développement normal, d'un individu est appelée microbouturage (**Saadi, 1991**). Cette technique est souvent appelée "multiplication conforme" car elle part de méristème préexistant dans les quelles les cellules sont génétiquement très stables (**Amato *et al.*, 1977 et Boxus, 1995**), l'individu est généralement obtenu en deux étapes successives, d'abord la production de tige, puis son enracinement.
- L'autre voie, utilise toute sorte tissue différenciée (fragments

de tige, de racines, de pétiole, de feuilles, d'embryons matures et immatures, d'hypo cotyles, cotylédons...etc.) pour aboutir à la néoformation soit de bourgeons ou de racines, c'est l'organogenèse, soit de structures ressemblant aux embryons zymotiques, c'est l'embryogenèse somatique (**Zryd, 1988 ; Margara, 1989**).

IV. 2. Organogénèse

Le phénomène d'organogenèse est la base fondamentale de la multiplication végétale, laquelle s'appuie toujours sur la formation de méristèmes nouveaux.

Ce phénomène interfère dans de nombreux métabolismes internes de la cellule végétale, elle représente des petits massifs de cellules indifférenciées (0.1mm) supérieurs et conservent la capacité de se diviser activement chez les végétaux. Les zones méristématiques gardent jusqu'à leur mort le caractère juvénile. Elles jouent un rôle capital dans le développement végétal puisqu'elles édifient tous les organes (**Camefort, 1977; Margara, 1989**).

En multipliant le méristème prélevé au sommet d'une plante ou dans le bourgeon axillaire, le plus souvent indemne de maladies. On pourra très rapidement obtenir de nombreuses plantes, toutes semblables du point de vue génétique et débarrassées de maladies dont elles étaient affectées (**Sama et Demarly, 1998**).

L'organogenèse ou l'embryogenèse somatique est fortement influencée par les régulateurs de croissance, ne semblent pas être uniquement par la nature des sucres mais aussi, et pour un même sucre, par sa concentration dans le milieu de culture. (**Margara,1989**)

IV. 3. Rhizogénèse

La rhizogenèse est un phénomène complexe, il comporte différentes phases : la dédifférenciation, formation d'amas de cellules méristématiques, différenciation et organisation des amas méristématiques en primordium racinaire qui se développeront en jeunes racines (**Margara, 1989; Boxus, 1995**).

En culture in vitro a été évaluée, afin d'identifier la source de sucre et la concentration adaptées pour la phase d'enracinement.

La rhizogenèse désigne la néoformation et la croissance de racine. Les méristèmes de racines se répartissent en plusieurs catégories selon leurs origines.

Les racines latérales se forment de manière spontanée sur la racine principale dans les conditions naturelles.

Les racines adventives sont produites par des organes divers, soit spontanément, soit accidentellement à la suite d'une blessure ou d'une manière provoquée, dans les conditions du bouturage et du marcottage.

Les racines néoformées, au sein d'une cal, en culture in-vitro, peuvent être considérées comme un cas particulier de méristèmes adventifs (rhizogenèse indirecte) ou l'émission de racines sur un explant dans des endroits inhabituelles (rhizogenèse directe).

En ce qui nous concerne, nous avons été amenés à suivre le processus physiologique et combien important pour les plantes vasculaires, il s'agit de la rhizogenèse de *Sinapis arvensis*.

L'objectif de cette étude est d'exploiter les possibilités que possède la culture des tissus in vitro et de voir si l'espèce étudiée présente un enracinement facile ou difficile dans les différents milieux synthétiques.

Afin d'approcher est de mieux connaître l'évolution de radicules en milieu de culture artificielle nous avons utilisé deux types de milieux de culture disponibles dans nos laboratoires (la gélose nutritive, et le potatoes desetrose agar)

IV.4. Matériel et méthode

IV.4.1. Matériel

- Boite de pétri
- Tube à essai
- Bec benzène
- Pince stérilisée
- Verre de montre
- Lame ou ciseau stérilisée
- Eau de javel
- Alcool à 75%
- Flacon du milieu P.D.A
- Acide lactique 1ml : pour arrêter la croissance bactérienne
- Racines de *Sinapis arvensis*

a) Milieu de culture

Un milieu de culture se définit par ses qualités et physique qui sont très importantes pour le développement de l'explant.

En **1962, Murashige et Skoog (MS)** étudient la multiplication végétative du tabac et mettent au point le premier milieu de base pour la culture in vitro. Ce milieu contient des sels minéraux, des sucres, des vitamines B, des auxines et des cytokinines. Ce milieu rend possible la culture et la prolifération de méristèmes de tiges jusqu'alors réfractaires à la multiplication végétative in vitro.

L'explant doit trouver dans le milieu de culture tout ce dont il a besoin pour survivre, se multiplier et éventuellement régénérer un nouvel individu, en fait, tout ce que la plante mère peut fournir, par les racines et les feuilles .

b) Composition chimique des milieux

Les milieux de culture sélectionnés doivent être le plus parfaitement adaptés aux besoins nutritifs de la plante soumise à l'étude afin de laisser s'exprimer pleinement son potentiel génétique (**Bendimered et al., 2005**).

Le milieu nutritif est composé d'une solution contenant des macroéléments sous forme de sels (N, Ca, K, S, Mg, P), des micro-éléments (Fe, Cu, Zn, Mg, Mo, Bo, Cl, Co, Ni) des vitamines, du sucre ainsi que des régulateurs de croissance qui sont ajoutés au milieu selon le type d'organogénèse souhaité.

Le choix du milieu de culture est arbitraire dans la culture in vitro. Selon **Monnier (1995)** la croissance et la survie des radicules sont considérablement affectées par la composition minérale du milieu.

Les besoins des cultures de tissus en éléments minéraux ont été étudiés par différentes compositions minérales toujours utilisées aujourd'hui. Ces formulations portent souvent le nom de leurs auteurs tels que **Gamborg** (Canada), **Gautheret** (France), **Heller** (France), **Murashige et Skoog** (Etats-Unis), **White** (Etats-Unis), **Morel** (France), etc. composition du milieu de culture **Murashige et Skoog** est sans doute la plus utilisée car elle convient à un très grand nombre de plantes .Ce milieu est très riche en sels minéraux.

Selon **Evens *et al.*, (1981)**, dans 70% des cas, des milieux de culture de base de type **Murashige et Skoog (MS)** ont été utilisés. Il a été employé d'une manière générale pour tous les types de cultures in-vitro. Mais c'est essentiellement pour le déclenchement de l'organogénèse, en particulier pour la néoformation de bourgeons que s'est révélée nettement supérieure à d'autres milieux (**Margara, 1989**).

La plus part des auteurs commencent par essayer le milieu MS (**Murashige et Skoog, 1962**) il est généralement le plus utilisé pour la culture « in-vitro » des végétaux, lorsqu'il s'agit d'organogénèse, d'embryogénèse et de calogènes, il est caractérisé par sa composition en éléments minéraux nécessaires aux différentes activités du métabolisme cellulaire (**Kirkby et Mengel, 1979**), le fer constitue un élément essentiel pour la croissance.

Margara et Pillat (1983) notent l'importance du choix du milieu minéral, en montrant qu'il n'est pas nécessaire que la solution de **Murashige et Skoog (1962)** répond aux besoins que toutes les espèces végétales cultivées « in-vitro », la composition du milieu est variable selon l'essence, l'objectif visé et le stade de développement de la culture.

Les milieux liquides sont employés essentiellement pour les cultures de cellules et des protoplastes, très peu pour les explants de tailles supérieures. Le problème rencontré est l'oxygénation du milieu, c'est pourquoi les cultures en milieu liquide sont souvent en agitation (agitateurs rotatifs) ou sur du papier filtre imbibé (**Heller, 1953**).

Tableau°6 : Composition biochimique des deux milieux

Gélose nutritive	Potatoes d'extrose agar
Sucre 20g	Sucre 20 g
Agar Agar 8g	Agar Agar 15g
Peptone 5g	Pomme de terre 200g
Eau distillé 1000 ml	Eau distillé 1000 ml
Extrait de vaine g	
Extrait de levure	
NaCl 5g	
pH (5.5-5.8)	

Pour les deux milieux on ajoute dans les deux flacons un antibactérien : 1ml d'acide lactique.

Ce produit est ajouté au milieu de culture pour empêcher la prolifération des bactéries.

IV.4.2. Méthodologie

Les milieux liquides sont utilisés selon **Margara (1982)**, le problème majeur de la culture sur un milieu liquide avec un port de papier filtre pour la phase de rhizogénèse.

Il a obtenu un taux d'enracinement important, après avoir liquéfié les milieux au bain-marie pendant 30mn (la gélose et PDA). On ajoute au milieu en suffusion (45°C) une dose d'un millilitre d'acide lactique + puis on verse les milieux dans les boîtes de pétri entre deux bec-benzène, les boîtes sont maintenues ouvertes pour les sécher devant la flamme afin d'éviter les formations de gouttelettes d'eau sur le couvercle.

La fermeture des boîtes de pétri est nécessaire afin de laisser la gélose se solidifier et aussi éviter tout risque de contamination.

Les plantules de *Sinapis arvensis* ont été prélevées au niveau des trois stations.

Nous avons par ailleursensemencé les racines dans des conditions immédiatement stériles comme décrit précédemment puis disséqués sous la hotte dans des conditions d'asepsie totale.

Elles ont été trempées dans l'eau de javel puis découpées à l'aide d'une lame stérilisée puis désinfectée dans un bain d'alcool à 95°C pendant 30 seconds, ensuite nous les avons rincé dans les trois bains d'eau distillée stérilisée.

Les fragments de racines sont rapidement séchés dans un papier filtre stérilisée puis repiquées dans le milieu de culture à l'aide d'une pince stérilisée.

La fermeture des boîtes est indispensable pour la prévention. La conservation des boîtes se fait dans les conditions climatiques du laboratoire, la température varie entre 15 et 20°C, tout cela pour assurer la multiplication végétative « in-vitro » qui correspond aux phénomènes d'organogénèse.

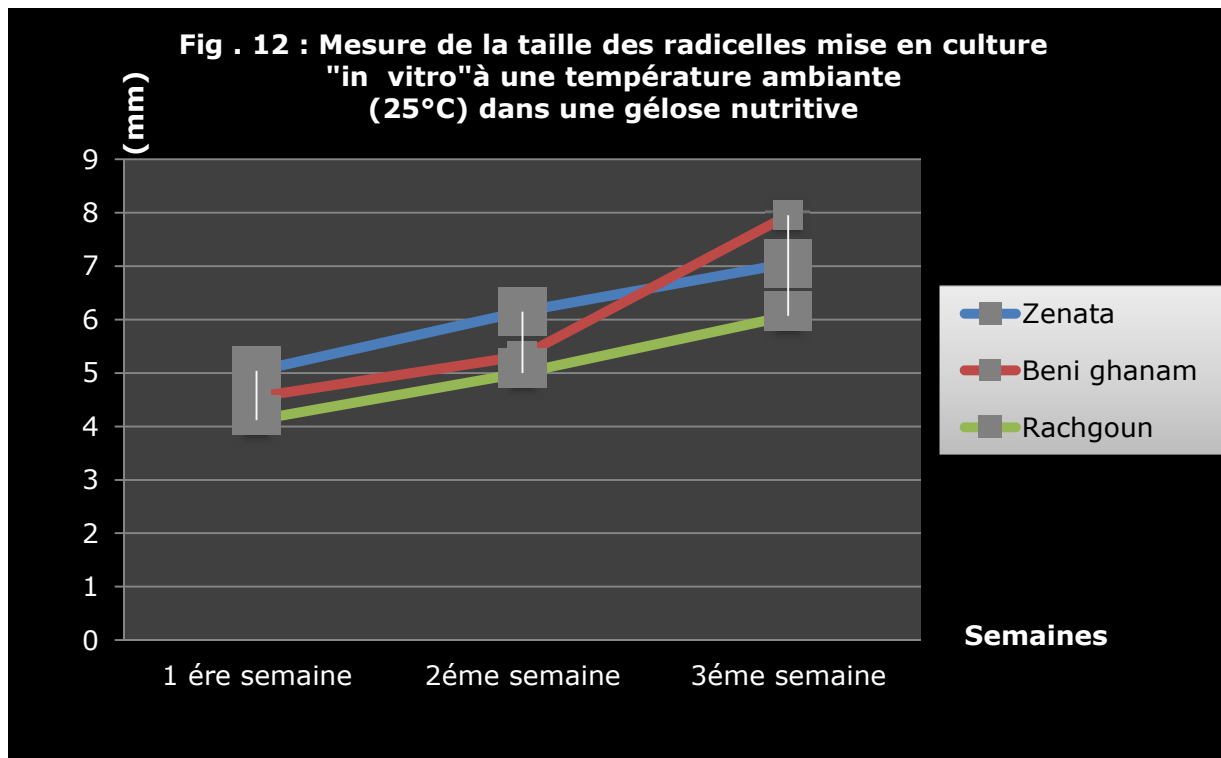
Pour l'étude de ce phénomène d'enracinement un éclaircissement d'appoint favorise l'enracinement des boutures de certaines espèces (**Margara, 1982**).

IV. 5. Résultats et interprétations (Tableaux 7 à 12, Photo 18 à 35)

Tableau n°07 : Mesure de la moyenne des explants mise en culture « in vitro » à une température ambiante (25°C) dans une gélose nutritive

N.B : Taille des radicelles utilisées (2mm) moyenne prise sur les 08 individus.

Taille des radicelles (mm) Stations	1^{ère} semaine	2^{ème} semaine	3^{ème} semaine
Zenata	5,04	6,15	7,05
Beni Ghanam	4,55	5,32	7,95
Rachgoun	4,12	5,00	6,07



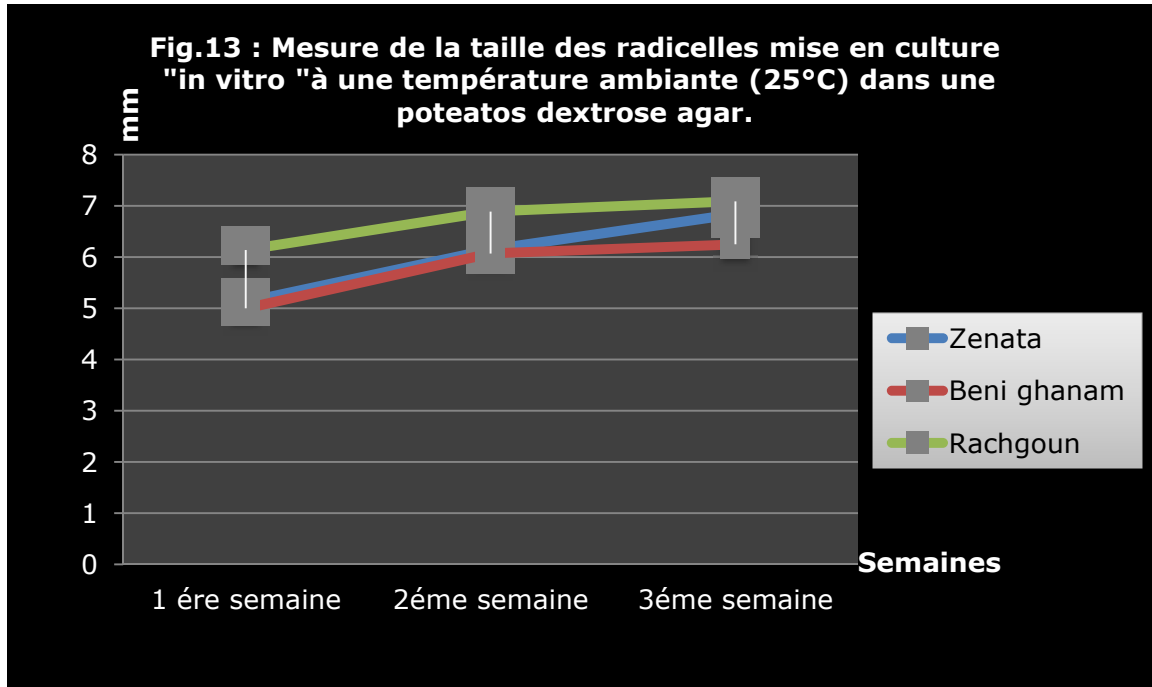
La croissance des individus a montré une évolution linéaire à une température ambiante de 25°C dans un milieu gélosé durant les trois semaines consécutives.

- La station de Zenata enregistre une croissance significative qui est passée de 5.04 mm (première semaine) à 7.05 mm (troisième semaine).
- La station de Béni-Ghanem montre une croissance plus importante que la précédente 4.55 mm (première semaine) à 7.95 mm (troisième semaine).
- La station de Rachgoun affiche une croissance nettement moins importante devant les deux précédents qui est passée de 4.12 mm (première semaine) à 6.07 mm (troisième semaine).

Tableau n°08 : Mesure de la moyenne des explants mise en culture « in vitro » à une température ambiante (25°C) dans une potatoes dextrose agar

N.B : Taille des radicelles utilisées (2mm) moyenne prise sur les 08 individus

Taille des radicelles (mm) Stations	1^{ère} semaine	2^{ème} semaine	3^{ème} semaine
Zenata	5,12	6,46	6,84
Beni Ghanam	5,00	6,07	6,25
Rachgoun	6,14	6,89	7,09



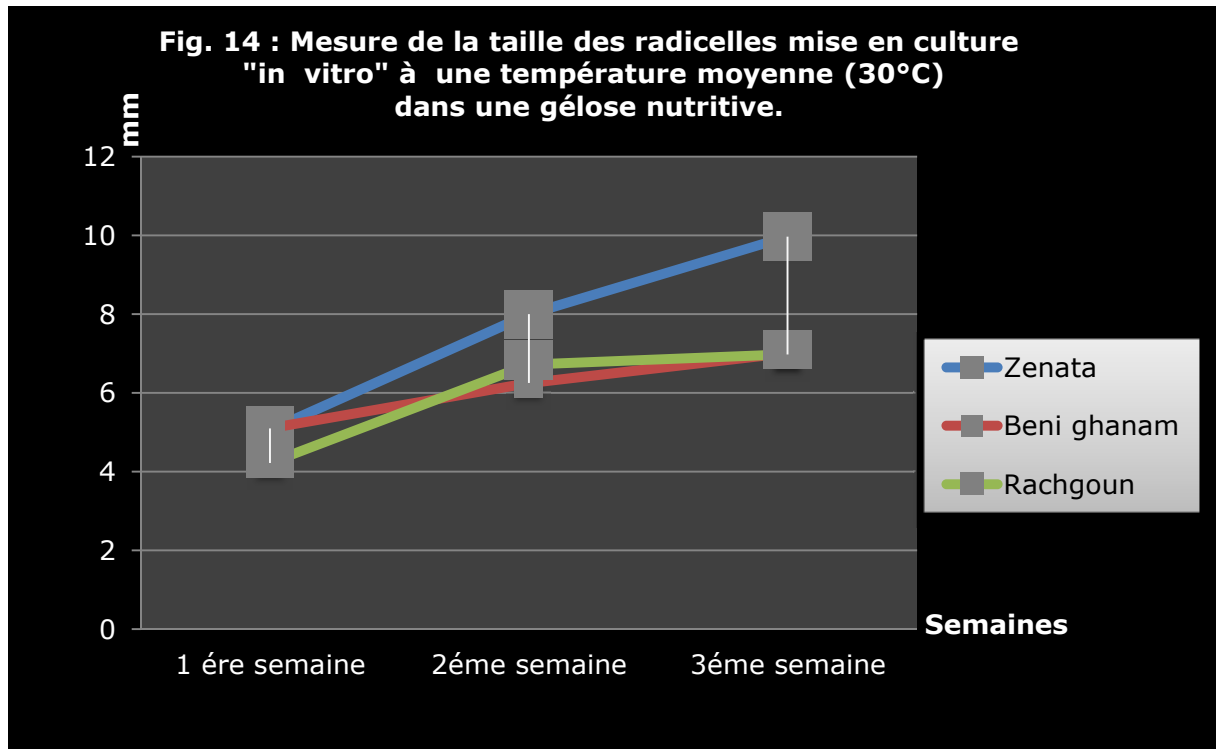
La croissance des individus a montré une évolution discontinue à une température ambiante de 25°C dans un milieu PDA durant les trois semaines consécutives.

- La station de Zenata enregistre une croissance significative qui est passée de 5.12 mm (première semaine) à 6.46 mm (deuxième semaine) pour finir à 6.84 mm (troisième semaine), nous relevons une faible élongation (0.38mm) lors des deuxième et troisième semaines
- La station de Béni-Ghanem montre une croissance moins importante que la précédente 5 mm (première semaine) à 6.25 mm (troisième semaine).
- Rachgoun affiche une croissance plus importante devant les deux précédents qui est passée de 6.14 mm (première semaine) à 7.09 mm (troisième semaine).

Tableau n°09 : Mesure de la moyenne des explants mise en culture « in- vitro » à une température moyenne (30°C) dans gélose nutritive

N.B : Taille des radicelles utilisées (2mm) moyenne prise sur les 08 individus.

Taille des radicelles (mm) Stations	1^{ère} semaine	2^{ème} semaine	3^{ème} semaine
Zenata	5,05	8,00	9,97
Beni Ghanam	5,10	6,25	7,01
Rachgoun	4,22	6,72	6,98



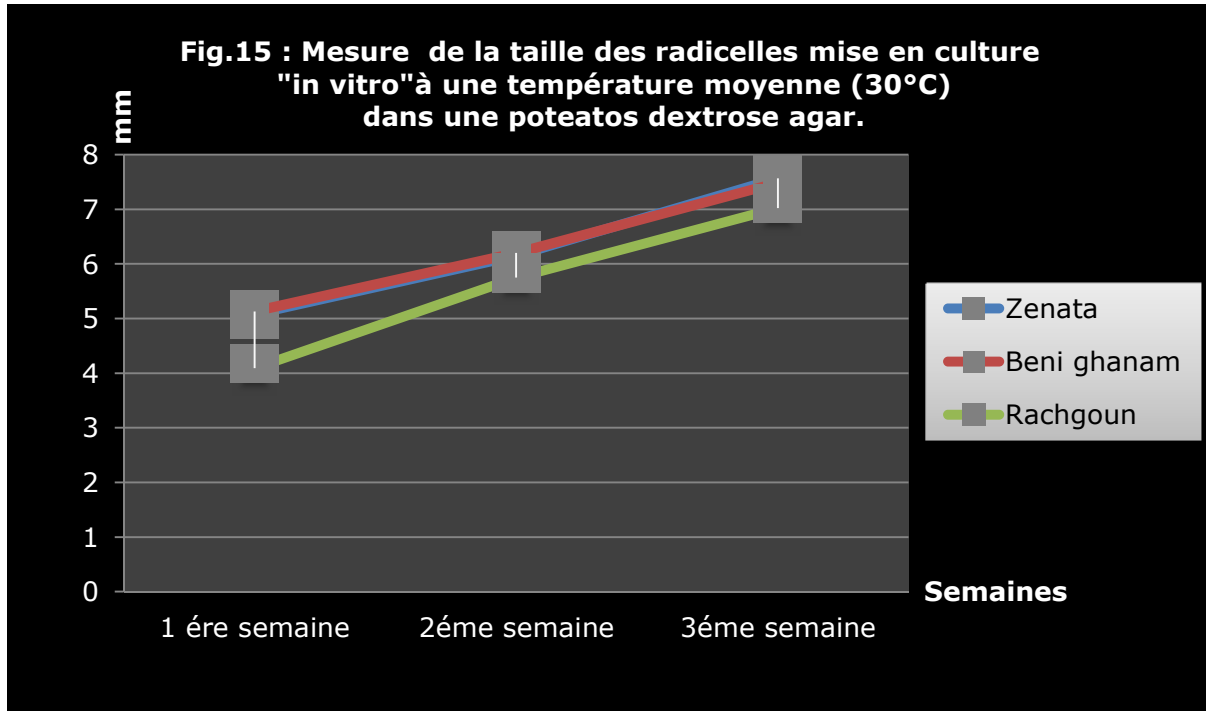
La croissance des individus a montré une évolution linéaire à une température ambiante de 30°C dans un milieu gélosé durant les trois semaines de l'expérience.

- La station de Zenata enregistre une croissance significative qui est passée de 5.05 mm (première semaine) à 9.97 mm (troisième semaine), soit le double.
- La station de Béni-Ghanem montre une croissance linéaire qui est passée de 5.10 mm (première semaine) à 7.01 mm (troisième semaine).
- La station de Rachgoun affiche une croissance relativement moins importante devant les deux précédents qui est passée de 4.22 mm (première semaine) à 6.72 mm (deuxième semaine) et à 6.98 mm (troisième semaine), c'est-à-dire une croissance de 0.26 mm. Le caractère linéaire semble s'affirmer.

Tableau n°10 : Mesure de la moyenne des explants mise en culture « in-vitro » à une température moyenne (30°C) dans une potatoes dextrose agar.

N.B : Taille des radicelles utilisées (2mm) moyenne prise sur les 08 individus.

Taille des radicelles (mm) Stations	1^{ère} semaine	2^{ème} semaine	3^{ème} semaine
Zenata	5,08	6,15	7,57
Beni ghanam	5,13	6,20	7,48
Rachgoun	4,09	5,75	7,02



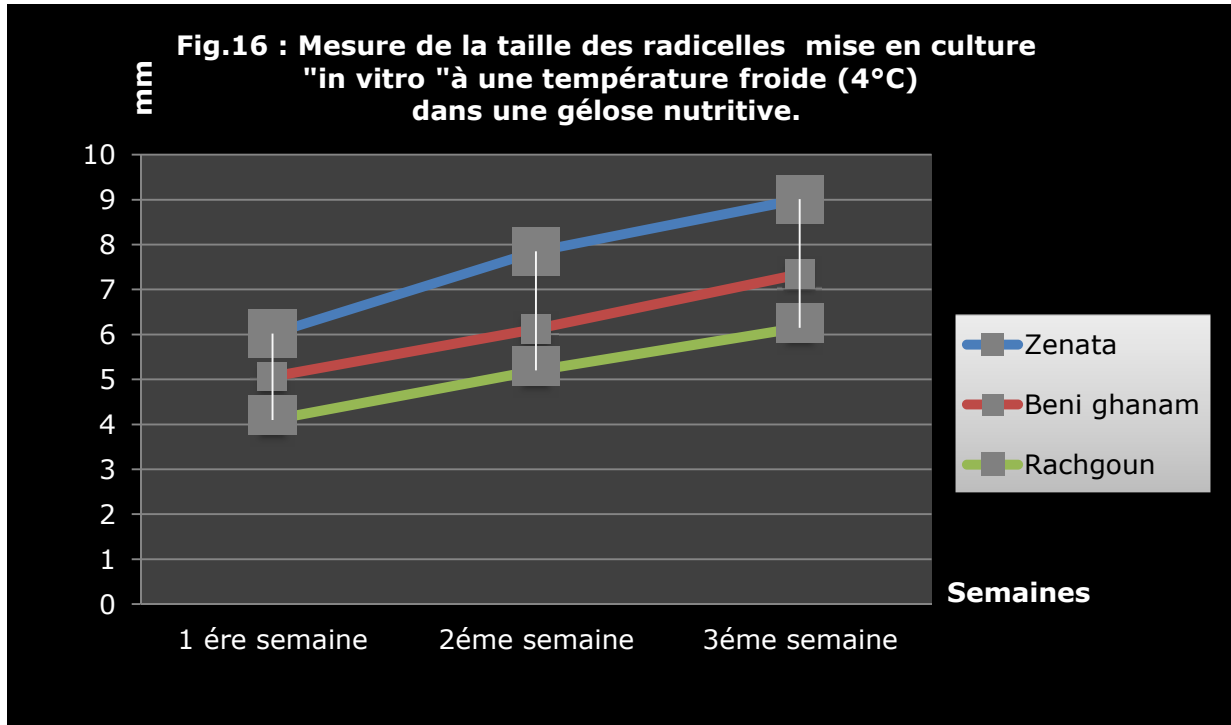
La croissance des individus a montré une élévation linéaire à une température moyenne de 30°C dans un milieu gélosé durant les trois semaines consécutives.

- Les individus des radicelles enregistrent au sein de la station de Zenata une croissance régulièrement soutenue qui est passée de 5.08 mm (première semaine) à 6.15 mm (deuxième semaine) et à 7.05 mm (troisième semaine).
- La station de Béni-Ghanem montre une croissance légèrement plus importante que la précédente 5.13 mm (première semaine) à 6.20 mm (deuxième semaine) à 7.95 mm (troisième semaine), soit un élévation de 2.82 mm entre la première et la troisième semaine.
- Rachgoun affiche une croissance là aussi linéaire à intervalles presque identiques qui est passée de 4.09 mm (première semaine) à 5.75 mm (deuxième semaine) à 6.07 mm (troisième semaine).

**Tableau n°11 : Mesure de la moyenne des explants mise en culture
« in-vitro » à une température froide (4°C) dans une gélose nutritive**

N.B : Taille des radicelles utilisées (2mm) moyenne prise sur les 08 individus.

Taille des radicelles (mm) Stations	1 ^{ère} semaine	2 ^{ème} semaine	3 ^{ème} semaine
Zenata	6,02	7,85	9,01
Beni Ghanam	5,06	6,12	7,34
Rachgoun	4,10	5,20	6,15



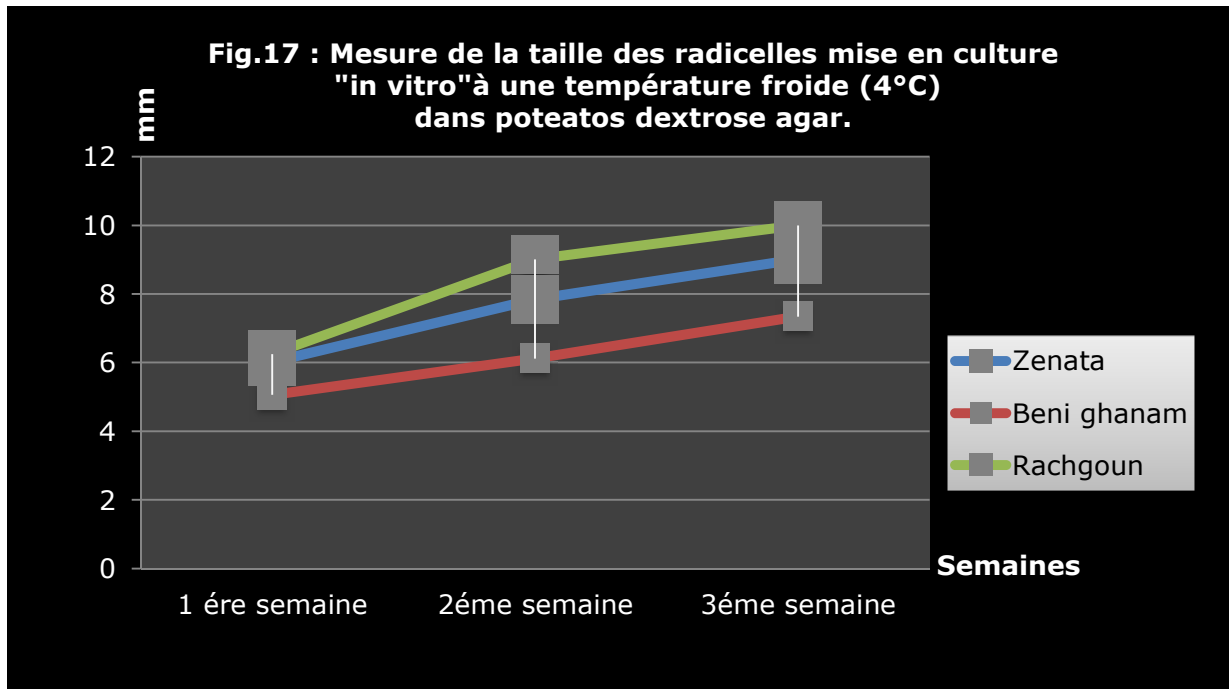
La croissance des individus a montré une évolution linéaire à une température froide de 4°C dans un milieu gélosé durant les trois semaines qui se sont succédées.

- La station de Zenata enregistre une croissance qui est passée de 6.02 mm (première semaine) à 7.95 mm (deuxième semaine) et à 9.01 mm (troisième semaine), à savoir une différence de 3.01 mm entre la première et la troisième semaine, ce qui est non négligeable.
- La station de Béni-Ghanem montre une croissance moins importante que la précédente 5.06 mm (première semaine) à 6.12 mm (deuxième semaine) et à 7.34 mm (troisième semaine), soit une différence de 2.28 mm entre le début et la fin de l'expérience.
- La station de Rachgoun affiche une croissance nettement moins importante devant les deux précédentes qui est passée de 4.10 mm (première semaine) à 5.20 mm (deuxième semaine) et à 6.15 mm (troisième semaine).

Tableau n°12 : Mesure de la moyenne des explants mise en culture « in vitro » à une température froide (4°C) dans une poteatos dextrose agar

N.B : Taille des radicelles utilisées (2mm) moyenne prise sur les 08 individus.

Taille des radicelles (mm) Stations	1^{ère} semaine	2^{ème} semaine	3^{ème} semaine
Zenata	3,10	5,23	6,44
Beni ghanam	4,30	6,00	7,03
Rachgoun	6,25	9,01	10,00



La croissance des individus a montré une évolution linéaire à une température froide de 4°C dans un milieu PDA durant les trois semaines.

- La station de Zenata enregistre une croissance qui est passée de 3.10 mm (première semaine) à 5.23 mm (deuxième semaine) et à 6.44 mm (troisième semaine), à savoir une différence significative de 3.34 mm entre la première et la troisième semaine.
- La station de Béni-Ghanem montre une croissance moins importante que la précédente 4.30 mm (première semaine) à 6 mm (deuxième semaine) et à 7.03 mm (troisième semaine), soit une différence de 2.73 mm entre le début et la fin de l'expérience.
- La station de Rachgoun affiche une croissance nettement apparemment plus importante devant les deux précédentes stations qui est passée de 6.25 mm (première semaine) à 9.01 mm (deuxième semaine) et à 10 mm (troisième semaine). 3.75 mm est la différence entre la première et la dernière semaine.

L'asepsie constitue un élément très important qui conditionne la réussite de la culture des radicelles, car certaines irrégularités des résultats, concernant notamment leur survie, semblaient dues à des différences dans les conditions de stérilisation (**Monnier, 1971**).

Les précautions exigées pour maintenir l'asepsie des cultures de tissus sont d'un ordre supérieur car elles sont sans défense (**Volcani ; Riker et Hildebrandt, 1953**).

La présence d'une seule bactérie dans une boîte de pétri à culture donnera naissance en moins d'une ou deux semaines à une colonie de bactéries visible à l'œil nu. (Photo 09)

La durée des cultures est longue (30 jours) et les milieux sont relativement riches et très favorables au développement des bactéries et des champignons dont la croissance bien plus rapide que celle du matériel végétale, abouti à l'envahissement de la culture, on a rencontré au cours de notre expérimentation deux types d'infections :

Les infections sont soit bactérienne (photo 26) soit fongiques (photo 19 et 33) ces derniers prédominent surtout au début des cultures celles qui sont mentionné dans les tableaux 8 et 9 et 10.

Le pourcentage de contamination a considérablement baissé, il est en moyenne de 25% pour les tableaux 8 et 9 et 10 dans les deux milieux, le plus souvent l'infection se traduit par un enduit blanc ou crémeux, recouvrant le milieu de culture ou le tour des radicelles c'est pourquoi il existe toujours un pourcentage d'infection d'environ 5% causé par ces contaminations (**Auge et al., 1984**) donc il fallait que la durée de la stérilisation soit très importante et doit varier en fonction du volume des milieux contenus dans les récipients.

Cette diminution peut être attribuée en premier lieu au changement du récipient car il permet un contact plus directe avec le bec benzène lors des transferts contrairement au boîtes de Pétri.

Nous avons choisi dans notre expérience deux milieux différents : la gélose nutritive et PDA (potatoes dextrose agar), (Tableau 7 à 12).

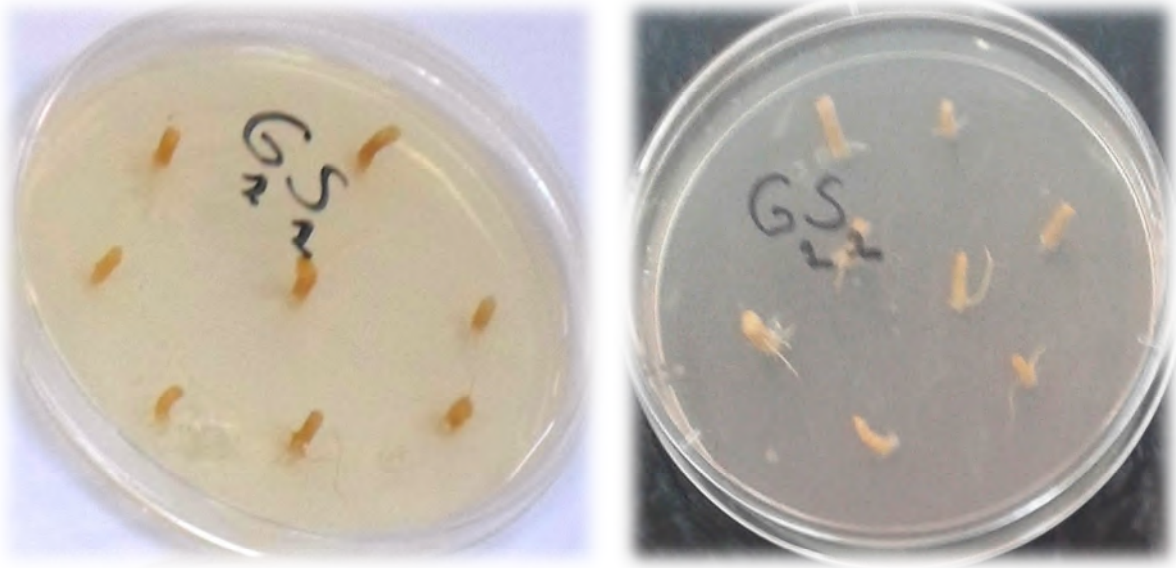


Photo n°18 : Phase rhizogénique dans le milieu gélose nutritive, après 3 semaines, à une température ambiante (25°C), station de Zenata

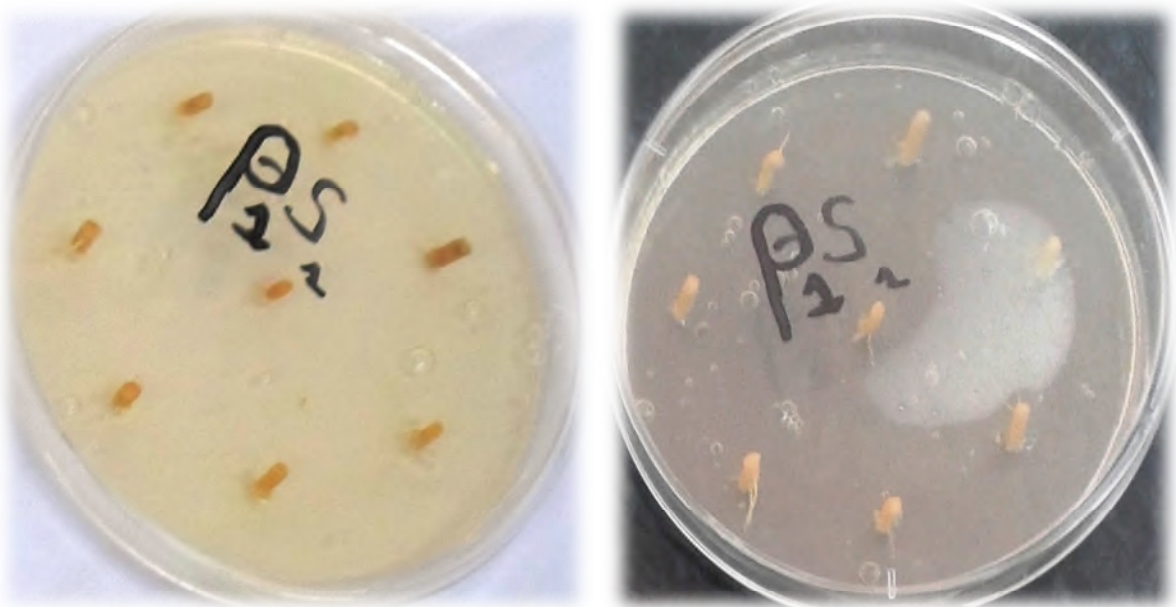


Photo n°19 : Phase rhizogénique dans le milieu PDA, après 3 semaines, à une température ambiante (25°C), station de Zenata

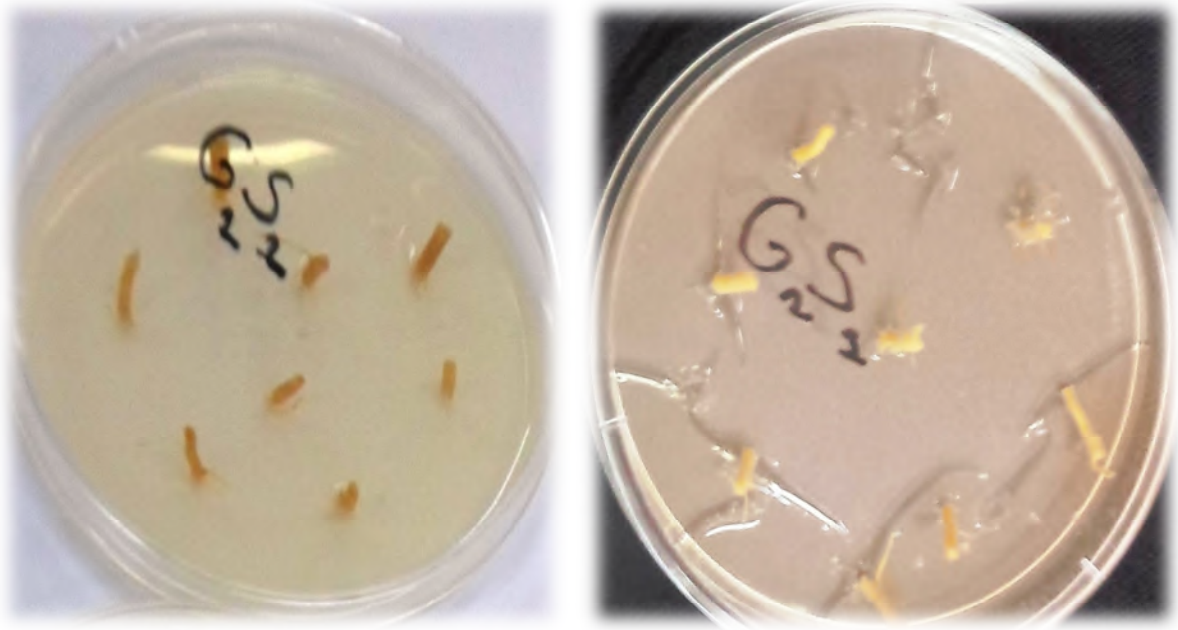


Photo n°20 : Phase rhizogénique dans le milieu gélose nutritive, après 3 semaines, dans une température moyenne (30°C), station de Zenata



Photo n°21 : Phase rhizogénique dans le milieu PDA, après 3 semaines, dans une température moyenne (30°C), station de Zenata

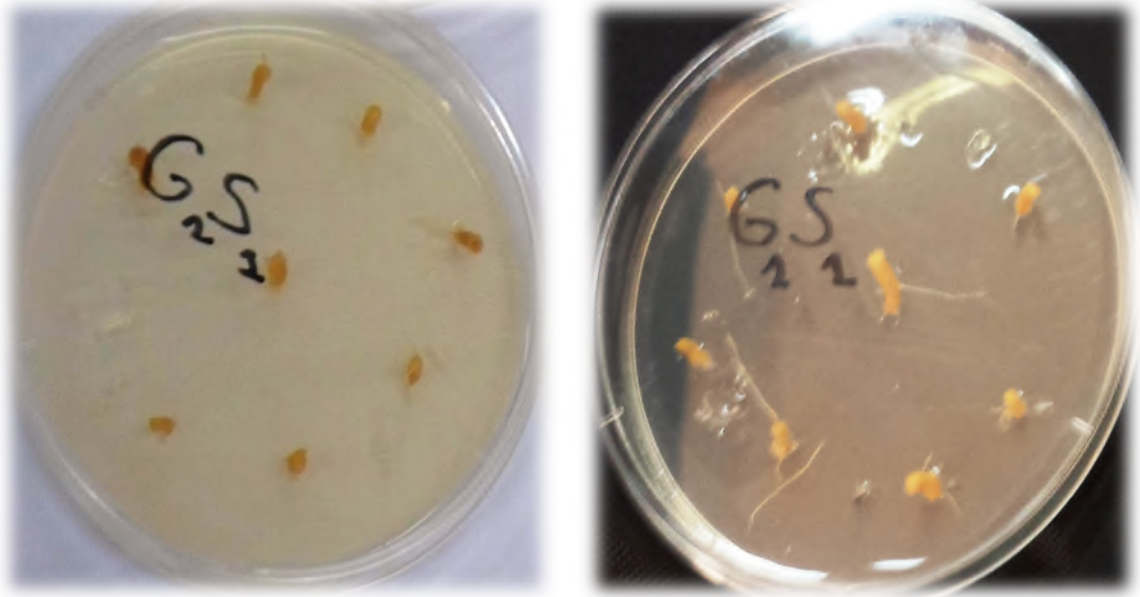


Photo n°22 : Phase rhizogénique dans le milieu gélose nutritive, après 3 semaines, dans une température froide (4°C), station de Zenata

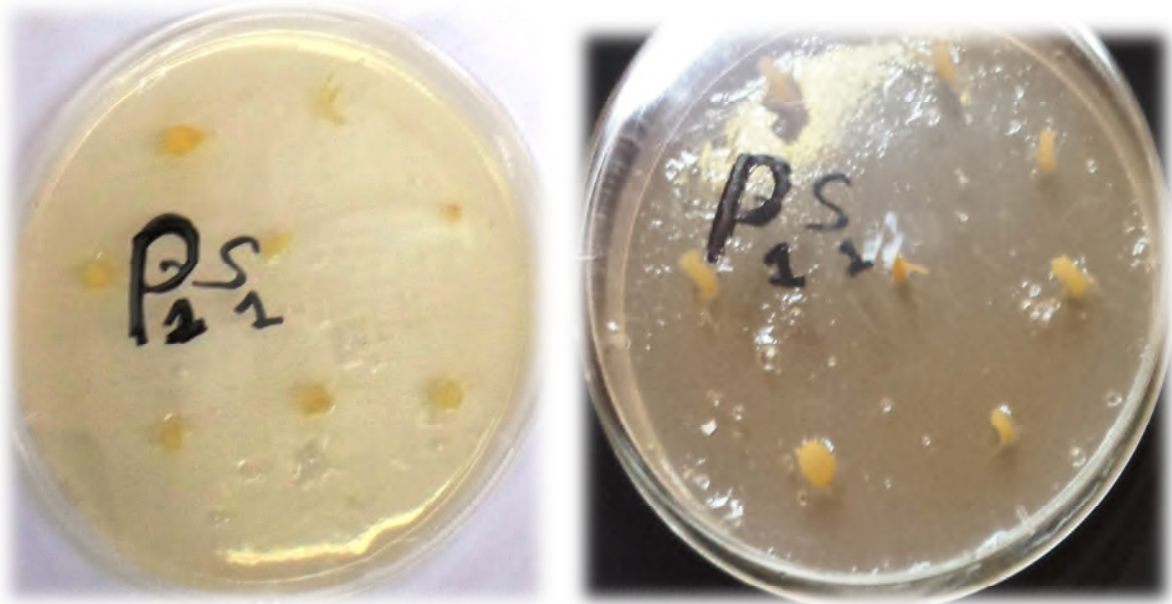
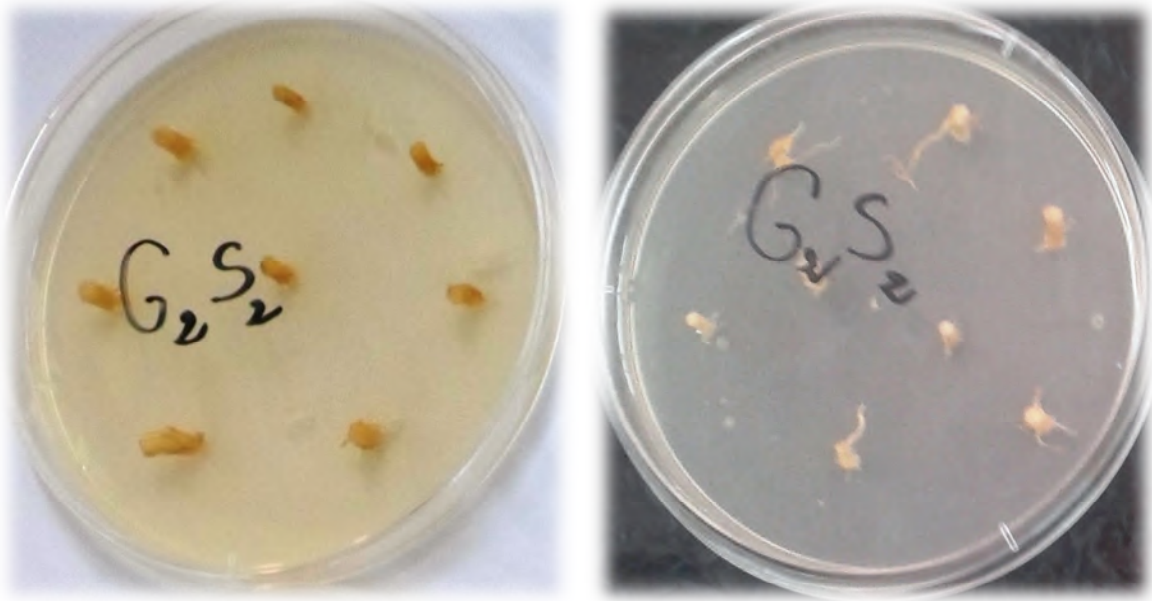
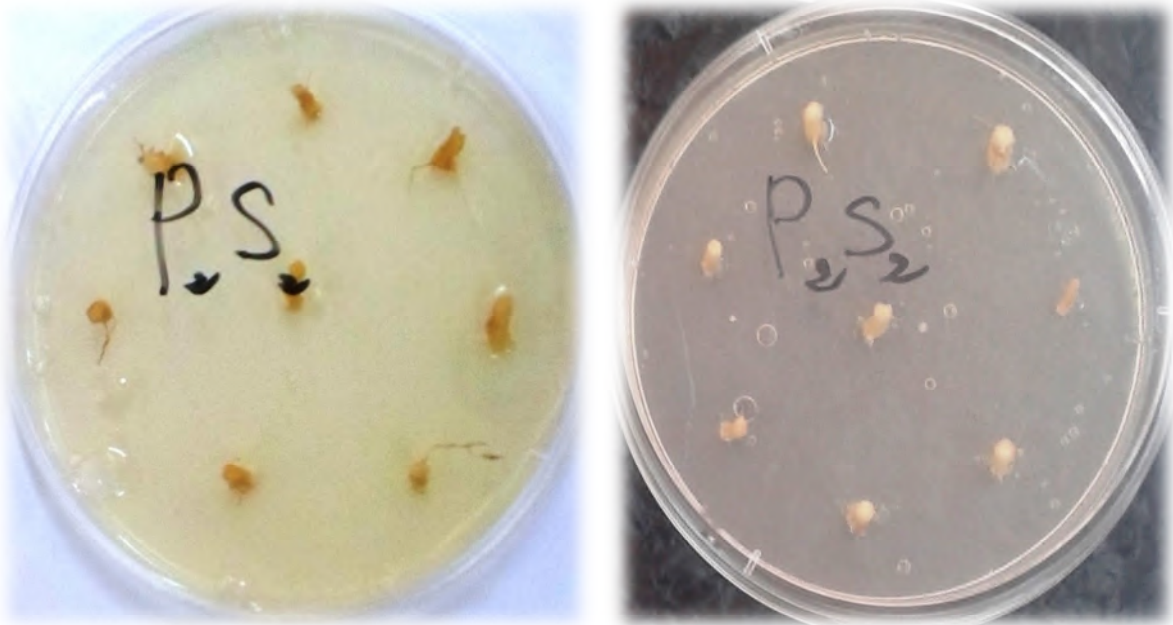


Photo n°23 : Phase rhizogénique dans le milieu PDA, après 3 semaines, dans une température froide (4°C), station de Zenata



**Photo n° 24 : Phase rhizogénique dans le milieu gélose nutritive,
après 3 semaines, à une température ambiante (25°C)
station de Béni-Ghanam**



**Photo n° 25 : Phase rhizogénique dans le milieu PDA, après 3 semaines
à une température ambiante (25°C), station de Béni-ghanam**

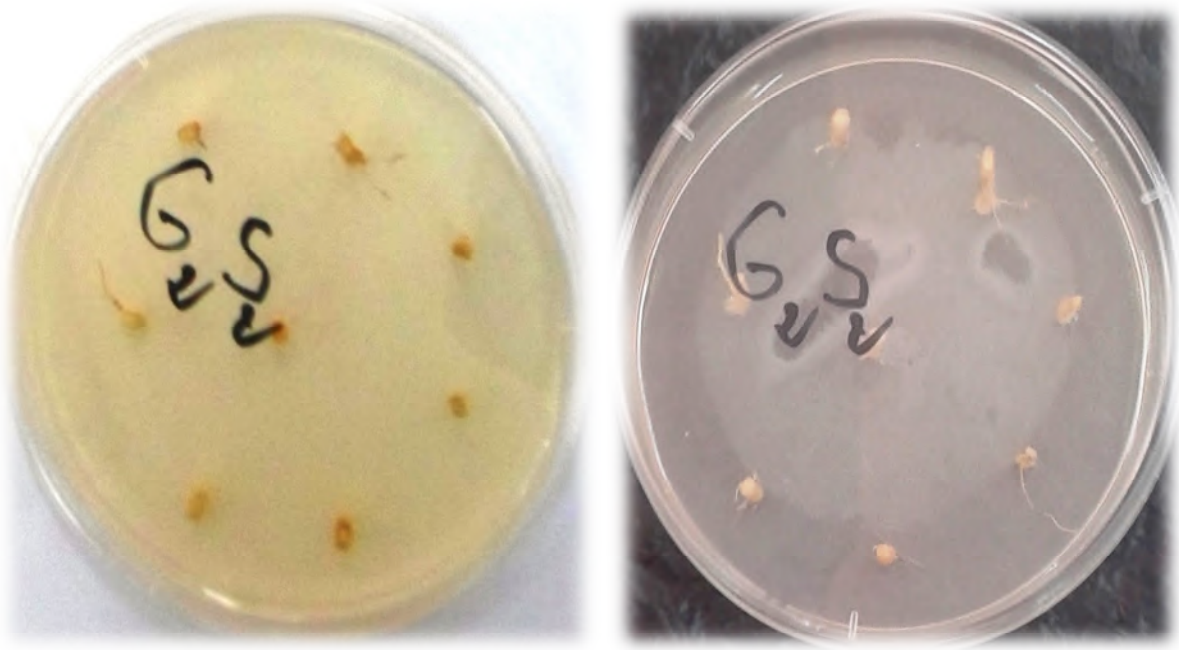


Photo n°26 : Phase rhizogénique dans le milieu gélose nutritive, après 3 semaines, dans une température moyenne (30°C), station de Béni-Ghanam

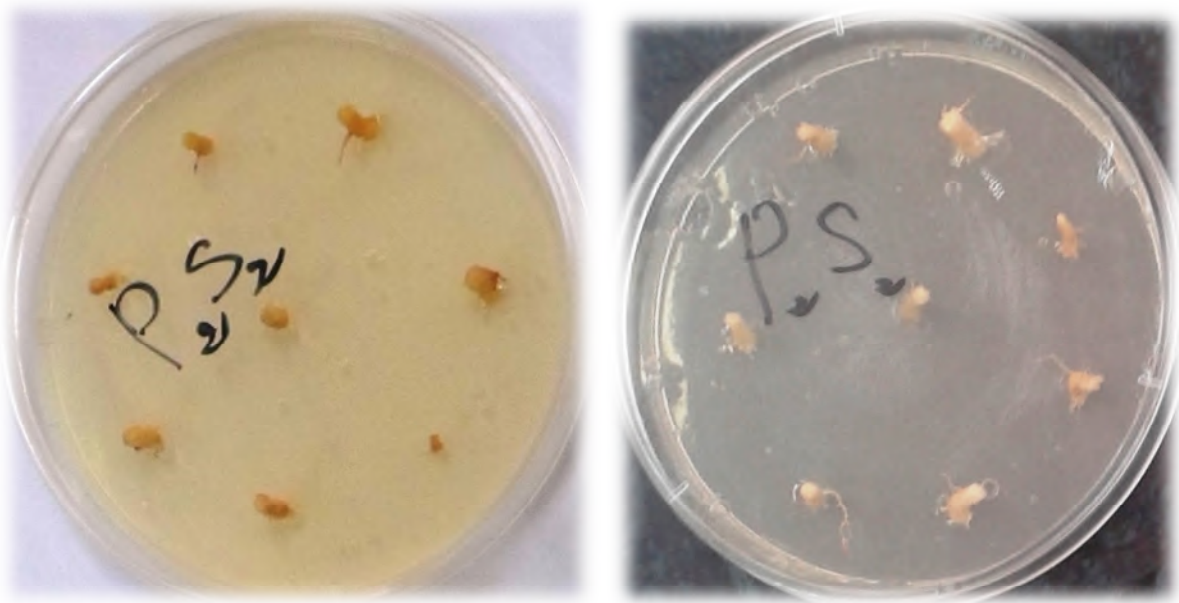


Photo n°27 : Phase rhizogénique dans le milieu PDA, après 3 semaines, dans une température moyenne (30°C), station de Béni-Ghanam

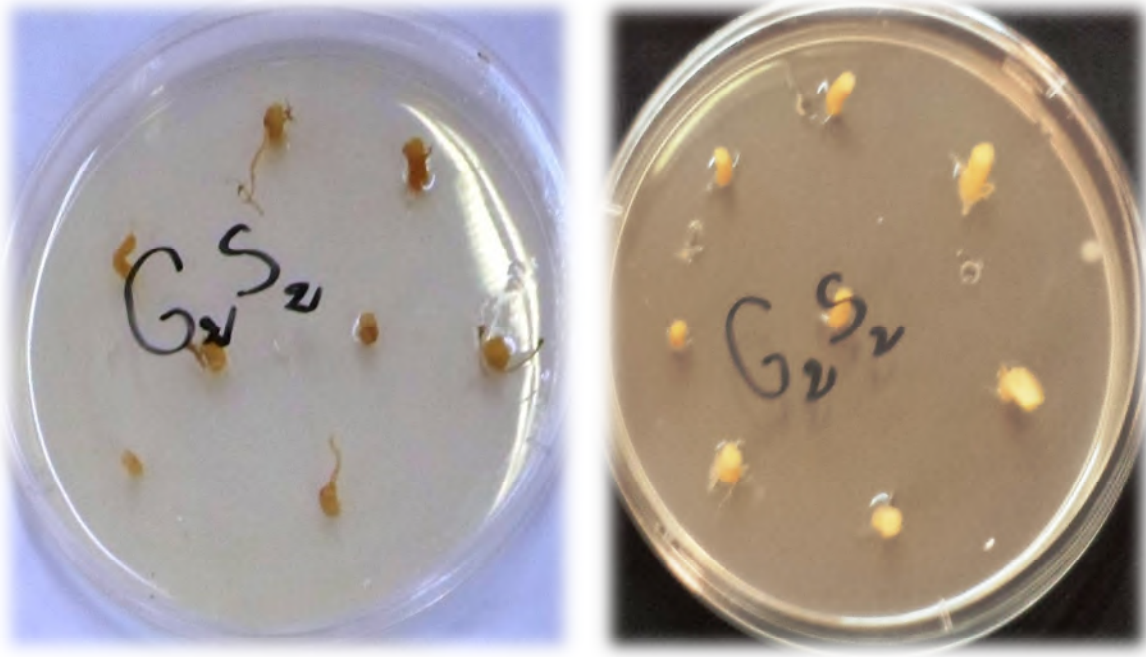


Photo n°28 : Phase rhizogénique dans le milieu gélose nutritive, après 3 semaines, dans une température froide (4°C), station de Béni-Ghanam

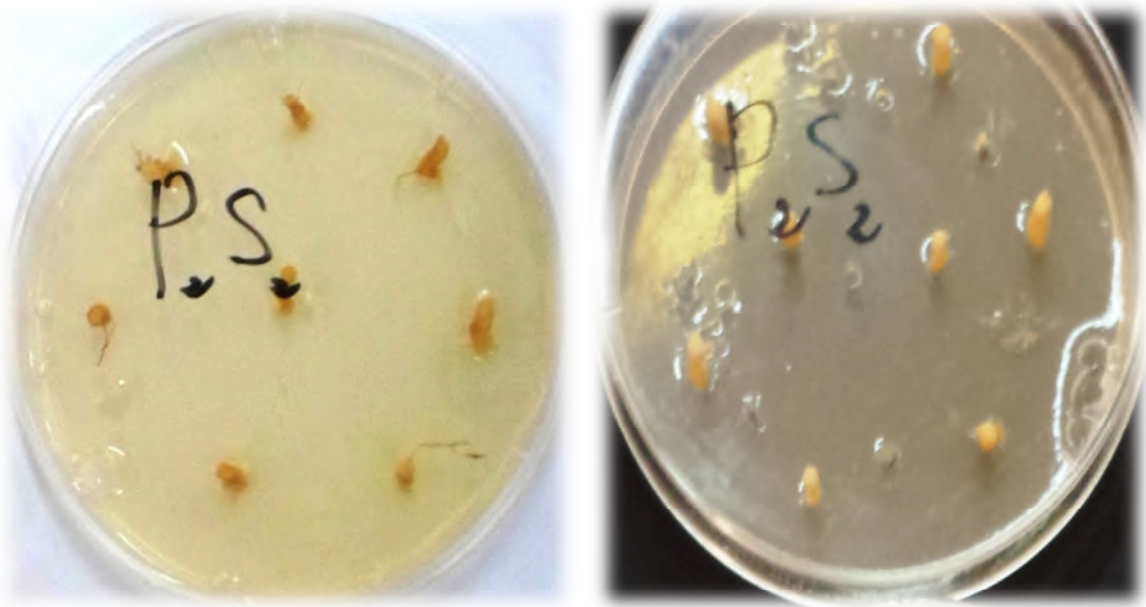
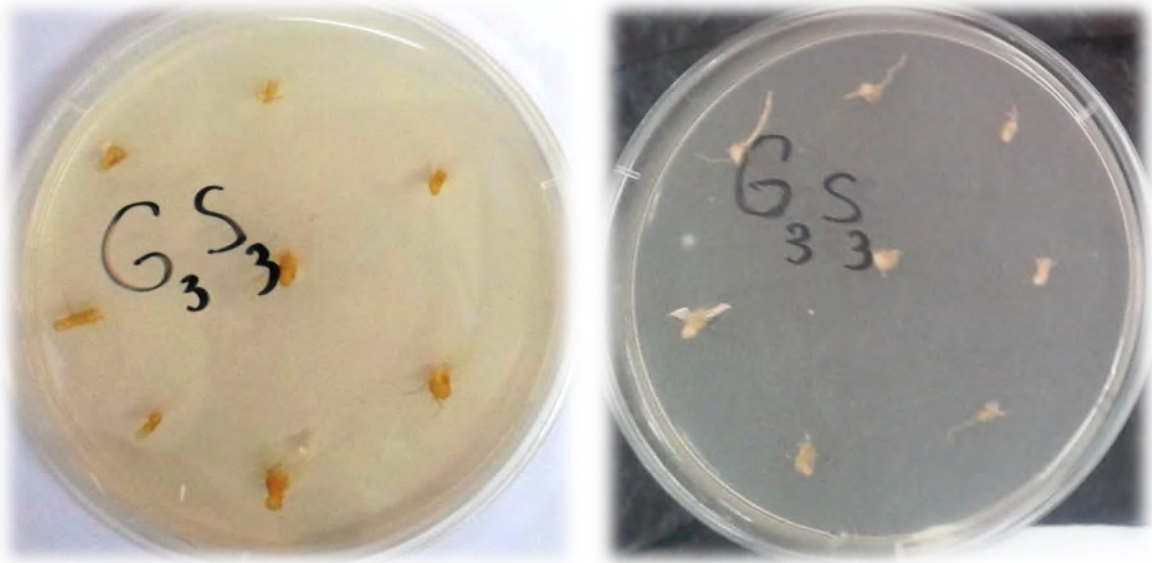
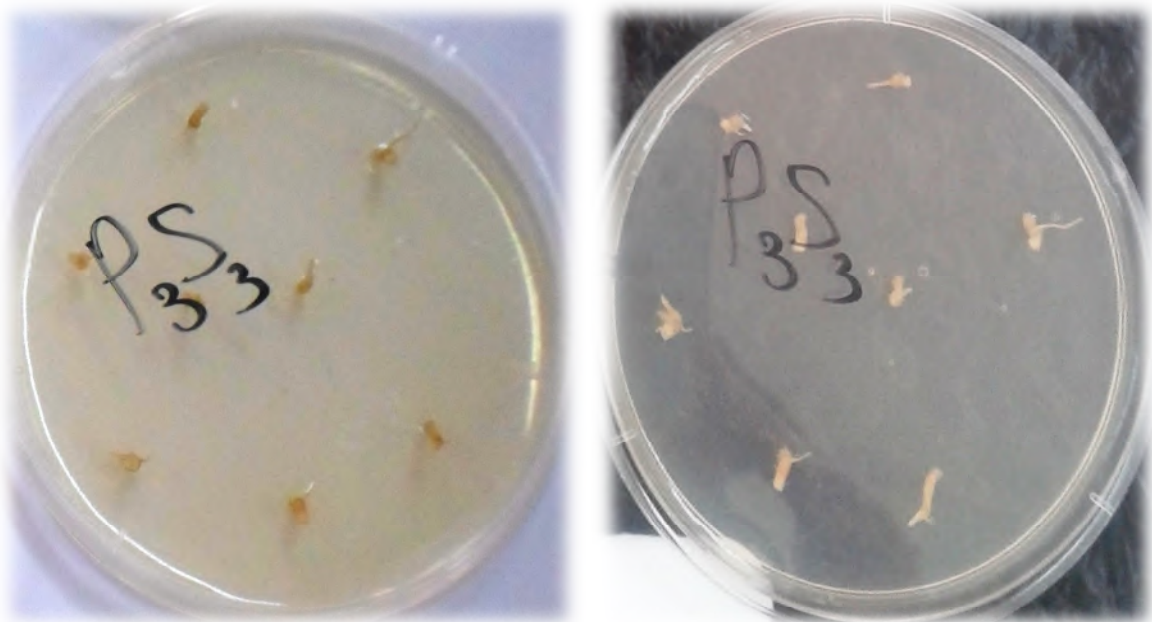


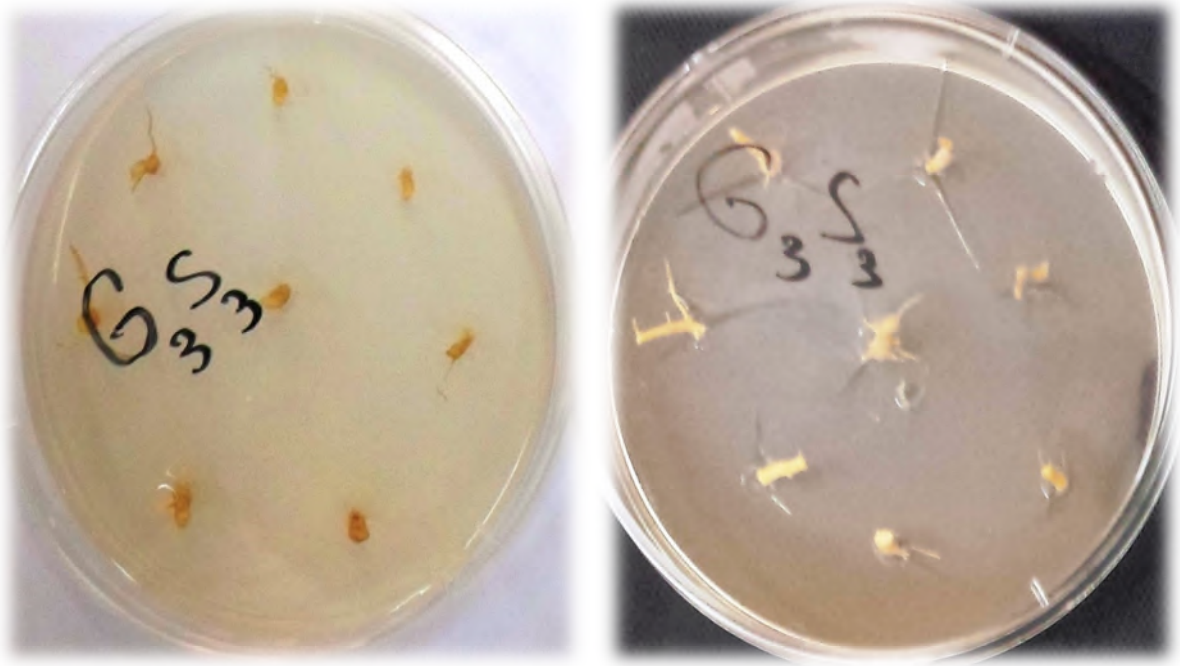
Photo n° 29: Phase rhizogénique dans le milieu PDA, après 3 semaines, dans une température froide (4°C), station de Béni-Ghanam



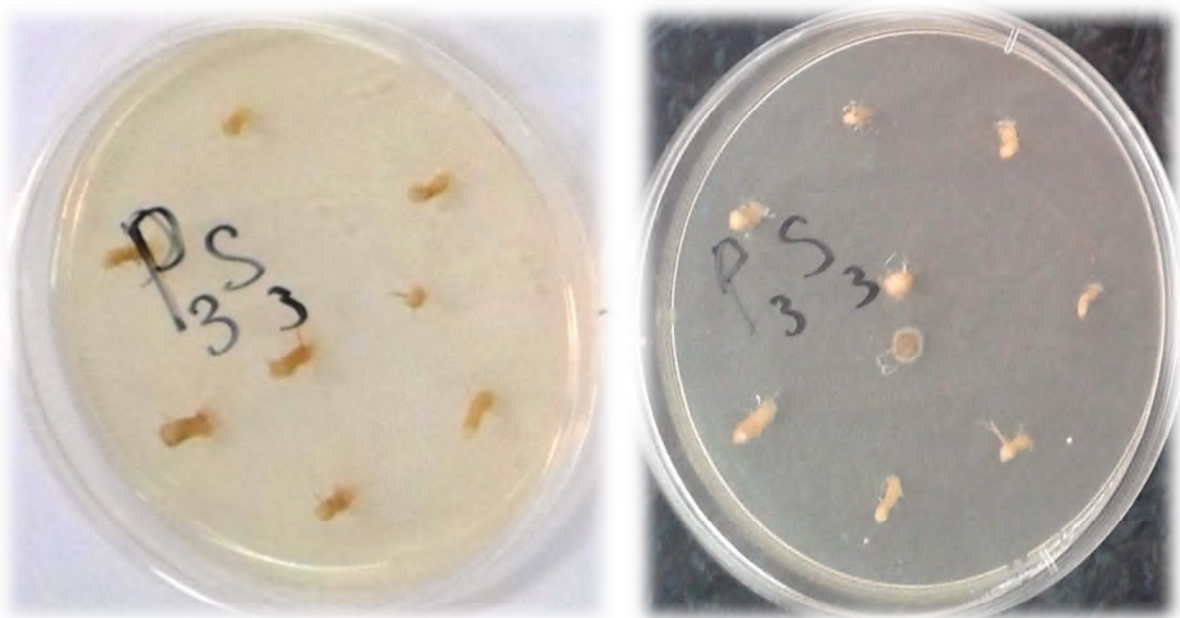
**Photo n° 30 : Phase rhizogénique dans le milieu gélose nutritive,
après 3 semaines, à une température ambiante (25°C)
station de Rachgoun**



**Photo n° 31 : Phase rhizogénique dans le milieu PDA, après 3 semaines
à une température ambiante (25°C), station de Rachgoun**



**Photo n°32 : Phase rhizogénique dans le milieu gélose nutritive,
après 3 semaines, dans une température moyenne (30°C),
station de Rachgoun**



**Photo n°33 : Phase rhizogénique dans le milieu PDA, après 3 semaines,
dans une température moyenne (30°C), station de Rachgoun**

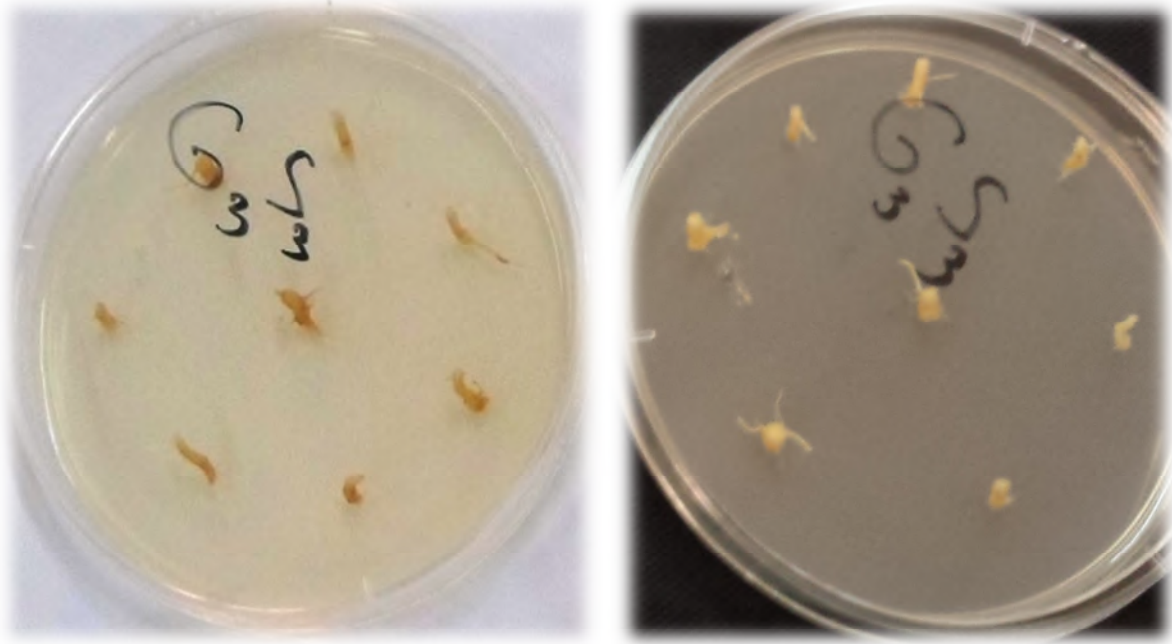


Photo n°34 : Phase rhizogénique dans le milieu gélose nutritive, après 3 semaines, dans une température froide (4°C), station de Rachgoun

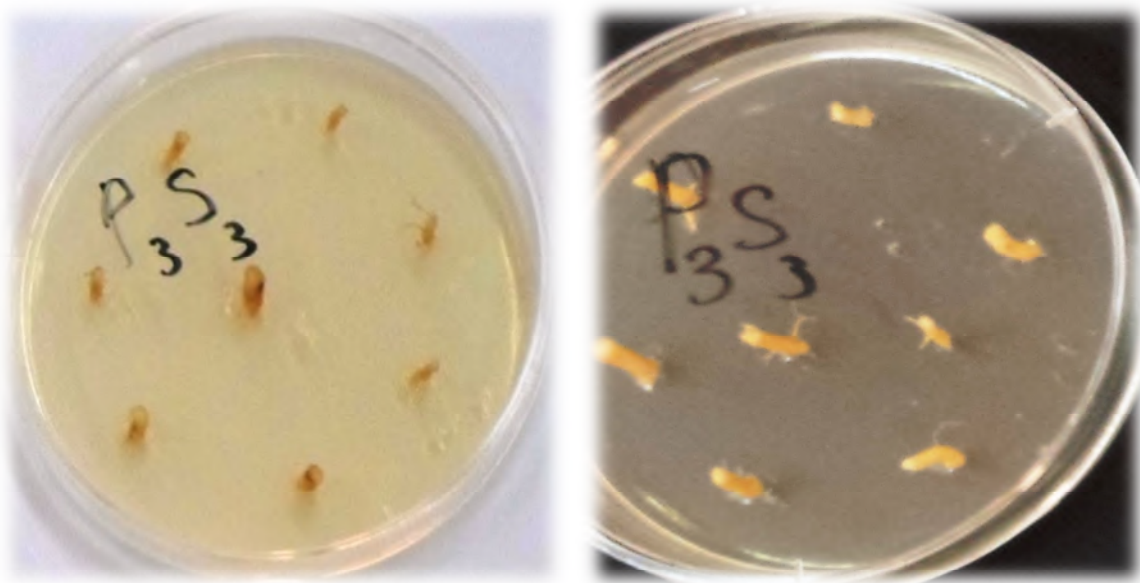


Photo n°35 : Phase rhizogénique dans le milieu PDA, après 3 semaines, dans une température froide (4°C), station de Rachgoun

V.5. Conclusion

Après trois semaines de manipulation, nous avons obtenu des radicelles à partir des racines traitées de taille allant de 2 à 10 mm (tableau 14 et 15). On appelle cette phase la rhizogénèse qui représente la phase d'enracinement ou de croissance racinaire. Cette croissance a été suivie par nos soins durant trois semaines, on ne pouvait pas aller au delà car les problèmes de contamination risquaient d'apparaître et bien entendu perturber l'élongation racinaire. Les mesures ont montré des élongations pouvant atteindre 10 mm et cela dans les deux milieux de culture, c'est-à-dire (05) fois plus la taille initiale. L'effet milieu a été spectaculaire, par ailleurs les variables températures n'ont pas montrées de variations significatives.

Chapitre V

Germination dans les différents milieux

Sommaire

Chapitre V: Germination dans les différents milieux

V.1. Aperçu bibliographique.....	69
V.2. Germination.....	71
V.2.1. Méthodologie	71
V.2.2. Résultats et interprétations.....	72
V.3. Conclusion.....	127

V.1. Aperçu bibliographique

De très nombreux ouvrages ont traité de la culture *in vitro* au cours de la deuxième moitié de siècle décrivant toutes les méthodes déployées aussi bien dans le domaine animal que végétal (**Augé *et al.*, 1989 ; Margara, 1989**). Nous pouvons retenir qu'il s'agit globalement d'une méthode de culture des plantes en conditions aseptiques, c'est-à-dire sans champignons et sans bactéries, utilisant des milieux de culture assez complexe (hormones, sucres, vitamines, acides aminés, sels minéraux) qui peuvent être liquides, gélosés, voire même solides avec l'emploi de la vermiculite (**Jay Allemand *et al.*, 1992**).

La culture *in vitro* est par ailleurs un outil très efficace au service de la recherche biologique et physiologique (**Haicour, 2002**).

La culture *in vitro* permet de cultiver des tissus ou des fragments d'organes isolés d'une plante tels que des apex, des bourgeons, des nœuds, pouvant régénérer des pousses, mais aussi des racines ayant une croissance de type infini, ou encore des feuilles maintenues en suivie. Cette technique permet également de cultiver des cellules isolées voire même de régénérer une plante entière. La culture *in vitro* permet donc d'utiliser toutes les potentialités régénératrices d'une plante, jusqu'à la totipotence cellulaire qui peut se traduire suivant cette formule simple : 1 cellule = 1 plante entière (**Jay-Allemand et Capelli, 1997**).

La graine résulte du développement d'un ovule fécondé ; elle contient l'embryon et les substances nutritives. Elle constitue une structure de protection qui permet à la plante de résister à des périodes plus ou moins longues de conditions défavorables saisonnières (températures extrêmes, sécheresse) pendant lesquelles la plante serait incapable de pousser, ni même parfois de vivre. Ces méthodes s'appliquent tout autant à des plantes entières qu'aux fragments de plantes, tissus ou organes et à des cellules plus ou moins isolées (**Zryd, 1988**). Les graines peuvent ne jamais se développer si les conditions climatiques défavorables se prolongent.

En dépit de certains résultats prometteurs de la recherche, des cas de variation induites hors de cultures de cellules ou de cals l'exploitation biotechnologique de ces découvertes ouvrent de nombreuses perspectives de manipulation génétique et production de semences (**Dureux, 1991 ; et El-Oukidi, 1998**).

On a exploité la variabilité qui apparaît *in-vitro* pour obtenir une plante performante selon certains critères définis de nombreuses autres substances végétales utiles pourraient être produites par la culture de tissus (**Haines, 1995**).

Pour lever la dormance, des réactions chimiques doivent se produire, humidité, température et/ou luminosité déterminées agissent sur la production des hormones végétales, et donc sur la durée de dormance.

Les graines sont formées à partir des ovules, ces graines apportent les éléments nutritifs et la protection nécessaire au développement des embryons.

Au cours de la germination de la graine, la racicule sort la première, puis la plantule se développe, lors du développement de la graine, les parois de l'ovaire se transforment en fruit. Les fruits peuvent être classés en fruits secs indéhiscents dont la graine reste enfermée dans le péricarpe.

Le phénomène de la germination est un processus dont les limites sont le début de l'hydratation de la semence et le tout début de la croissance de la racicule. On considère que la germination d'une semence est terminée quand la racicule perce les enveloppes ou, s'il agit d'un embryon isolé, dès que la racicule commence à s'allonger. L'évolution ultérieure est un phénomène de croissance.

À la fin de la germination, phénomène de croissance constitue le début de l'allongement des racicules.

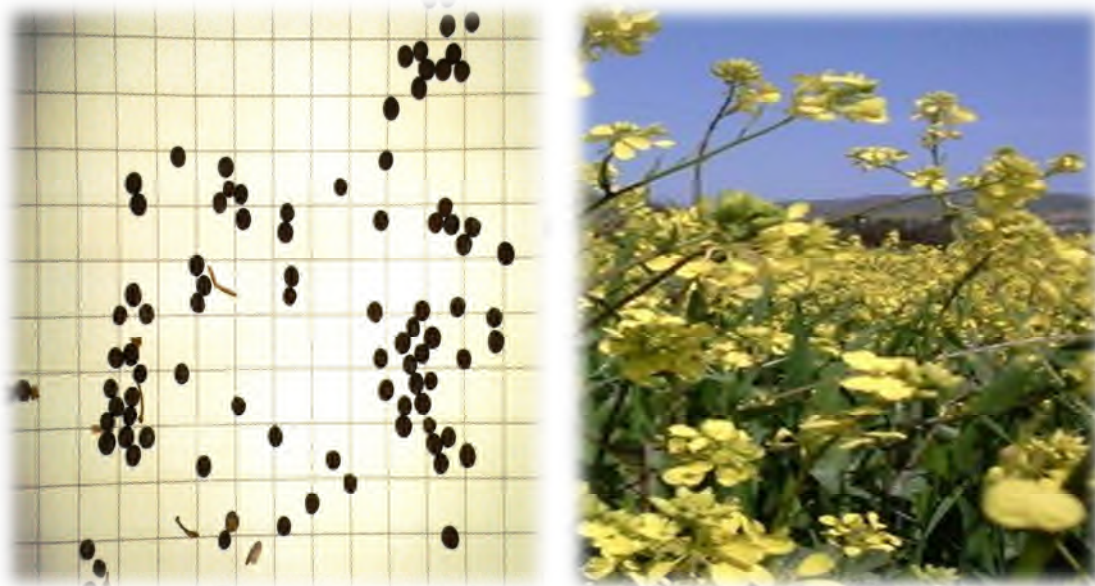


Photo N°36 : Graines de moutarde (Photo prise en 2014 par Abdeldjalil A.)

V.2. Germination

Les graines sont mises à germer dans des boîtes de pétri contenant 25 ml des différents milieux nutritives à raison de 10 graines par boîte pour produire des plantules de 30 jours, il s'agit d'un stade important dans la vie des plantes la germination des graines *Sinapis arvensis*.

Pour étudier ce phénomène nous avons utilisé comme ceux des essais effectués au niveau de la rhizogénèse un milieu classique contenant de Chlorure de sodium (NaCl), et deux milieux artificiels qui sont disponibles dans nos laboratoires (la gélose nutritive, et le Potatoes Destrose Agar).

V.2.1.Méthodologie

La désinfection du matériel végétal est toujours difficile et aléatoire, le degré d'infection des tissus en surface est très variable.

La méthode de désinfection que nous avons utilisée est celle la plus répandue et qui consiste à immerger brièvement l'échantillon dans différentes solutions :

- Lavage à l'eau courante ,
- Immersion dans une solution d'eau de javel,
- Trois rinçages successifs à l'eau distillée.

Les 10 grains sont d'abord désinfectés selon le protocole suivant :

- Lavage à l'eau courante,
- Trempage des grains dans l'alcool éthylique à 70% pendant 20 à 25 secondes,
- Un bain de solution d'eau de javel à raison de 15 minutes,
- Trois Lavages à l'eau distillée à raison de 10 minutes chacun.

Les grains sont ensuite mis en boîte de pétri, elles sont repiquées dans le milieu de culture à l'aide d'une pince stérilisée.

Les boîtes sont fermées pour éviter la contamination, toutes les manipulations se déroulent sous hotte à conditions stériles.

Une partie des boîtes a été conservée à la température de laboratoire (25°C) et une autre à 30°C et à 4°C dont le but est de tester l'action de la température sur la germination.

V.2.2. Résultats et interprétations (Photos 37 à 96, et Tableaux 13 à 27)

La technique de culture *in vitro* exige beaucoup de soin pour le maintien des cultures en condition d'asepsie. Les infections sont soit bactérienne soit fongiques mais ces derniers prédominent surtout au début des cultures.

Lors que l'on a des cultures infectées, cela peut provenir de différentes causes, il peut s'agir d'un champignon (moisissure) ou d'une bactérie. S'il s'agit d'un champignon, on voit un développement mycélien qui a une texture blanchâtre, verdâtre, grisâtre. S'il s'agit d'une bactérie, on voit alors un voile d'aspect laiteux, développé à l'intérieur du milieu et à la surface. Si l'infection part de la zone de contact entre les tissus et le milieu, ce sont les tissus eux-mêmes qui sont la source de l'infection peut être soit l'air, soit une mauvaise stérilisation du milieu, soit une infection de l'air ambiant par l'intermédiaire de l'eau de condensation au niveau du couvercle (**Augé *et al.*, 1989**).

Selon **Boccon-Gibod (1984)** cité par **Heller (1990)**, ce sont les explants qui sont la source d'infection. Il peut y avoir aussi des infections ayant pour cause une mauvaise manipulation ou l'utilisation de matériel non-stérile. Les conditions aseptiques sont différentes à créer dans un laboratoire (**El-Oukidi, 1998**).

Le pourcentage d'infection constaté sur les hypocotyles semble dû à une stérilisation incomplète de graine, probablement à cause d'une infection profonde par les champignons. Il y a quelques techniques simples et réactives qui peuvent être utilisées pour assurer les conditions de travail aseptique (**Herbert *et al.*, 1993 ; El-Oukidi, 1998**).

Les semences germées sont dénombrées régulièrement, en prenant comme critère de germination la percé des enveloppes par la radicule, le tout à la température ambiante du laboratoire (25°C), et à la température moyenne (30°C) et à la température froide (4°C). Cela permet de tracer des courbes de germination qui décrivent le déroulement de la germination cumulée en fonction du temps.

-Température ambiante (25°C)

La germination des graines est manifesté d'une semaine à une autre pour les individus de *Sinapis arvensis* ainsi pour chaque station et pour tout les milieux utilisés (10% à 100%). Les graines ont montré un pourcentage trop élevé de la germination (100%).

- Température moyenne (30°C)

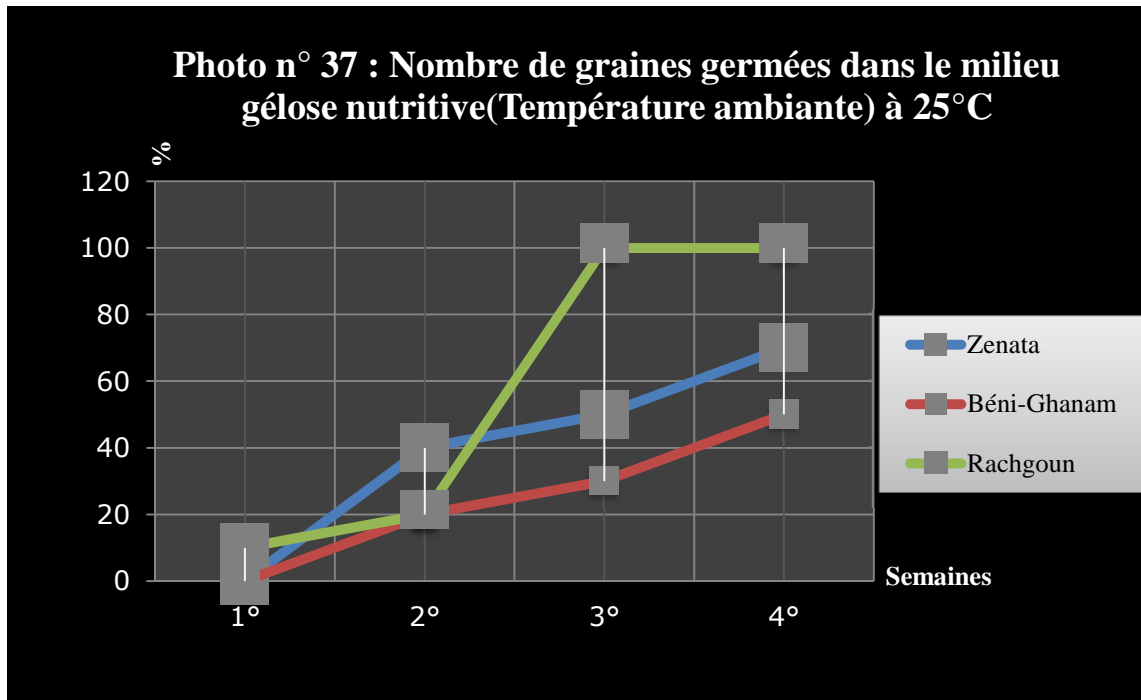
La germination des graines est manifesté d'une semaine à une autre pour les individus de *Sinapis arvensis* ainsi pour chaque station et pour tout les milieux utilisés (10% à 100%). Les graines ont montré un pourcentage trop élevé de la germination (100%).

- Température froide (4°C)

La germination des graines est manifesté d'une semaine à une autre pour les individus de *Sinapis arvensis* ainsi pour chaque station et pour tout les milieux utilisés (10% à 100%). Les graines ont montré un pourcentage trop élevé de la germination (100%).

Tableau n°13 : Nombre de graines germées dans le milieu Gélose nutritive (Température ambiante) à 25°C

Semaines Stations	1 ^{ère} Semaine		2 ^{ème} Semaine		3 ^{ème} Semaine		4 ^{ème} Semaine	
	Nombre	%	Nombre	%	Nombre	%	Nombre	%
Zenata	0	0	4	40	5	50	7	70
Béni-Ghanam	0	0	2	20	3	30	5	50
Rachgoun	1	10	2	20	10	100	10	100



La germination en condition de température ambiante (25°C) et en milieu gélosé

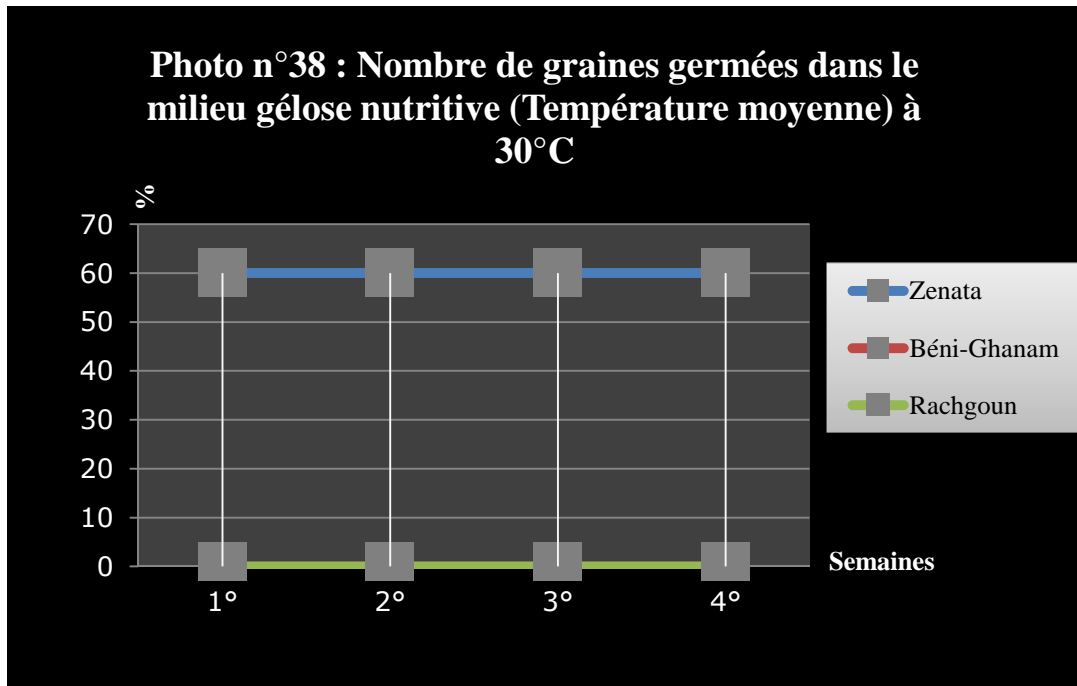
-Station de Zenata : durant la 1^{ère} semaine on n'a pas de germination, ce n'est que lors de la 2^{ème} semaine et que la germination accuse des augmentations successives, nous sommes passé brusquement à 70% lors de la 4^{ème} semaine.

-Station de Béni-Ghanam : la germination s'enclenche à la 2^{ème} semaine, ensuite elle augmente régulièrement jusqu'à la 4^{ème} semaine pour finir à 50%.

-Station de Rachgoun : durant la 1^{ère} semaine aucune germination n'est enregistrée ce n'est que lors de la 2^{ème} semaine à la 4^{ème} semaine que la germination accuse des augmentations successives pour atteindre le seuil des 100%.

Tableau n°14 : Nombre de graines germées dans le milieu Gélose nutritive, température moyenne à 30°C.

Semaines Stations	1 ^{ère} Semaine		2 ^{ème} Semaine		3 ^{ème} Semaine		4 ^{ème} Semaine	
	Nombre	%	Nombre	%	Nombre	%	Nombre	%
Zenata	6	60	6	60	6	60	6	60
Béni-Ghanam	0	0	0	0	0	0	0	0
Rachgoun	0	0	0	0	0	0	0	0

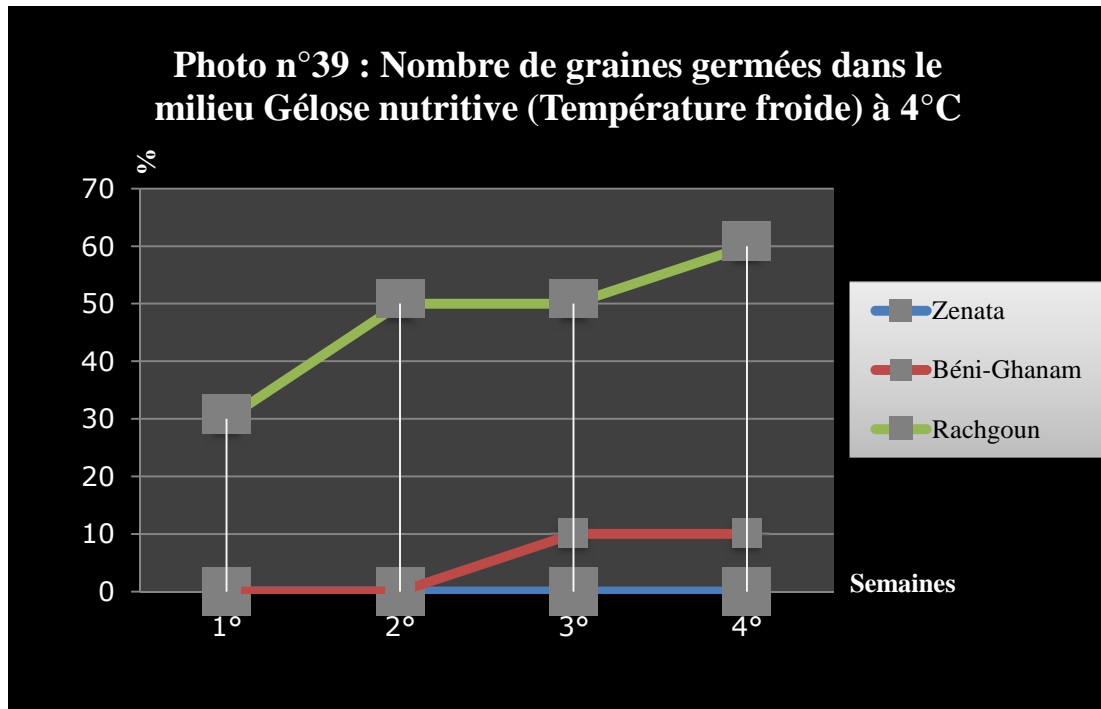


La germination en conditions de température moyenne (30°C) et en milieu gélosé

Ce cas de germination est fort surprenant seuls les graines de la station de Zanata a répondu favorablement avec 60% (soutenu du début à la fin de l'expérience).

Tableau n°15 : Nombre de graines germées dans le milieu Gélose nutritive (Température Froide) à 4°C

Semaines Stations	1 ^{ère} Semaine		2 ^{ème} Semaine		3 ^{ème} Semaine		4 ^{ème} Semaine	
	Nombre	%	Nombre	%	Nombre	%	Nombre	%
Zenata	0	0	0	0	0	0	0	0
Béni-Ghanam	0	0	0	0	1	10	1	10
Rachgoun	3	30	5	50	5	50	6	60

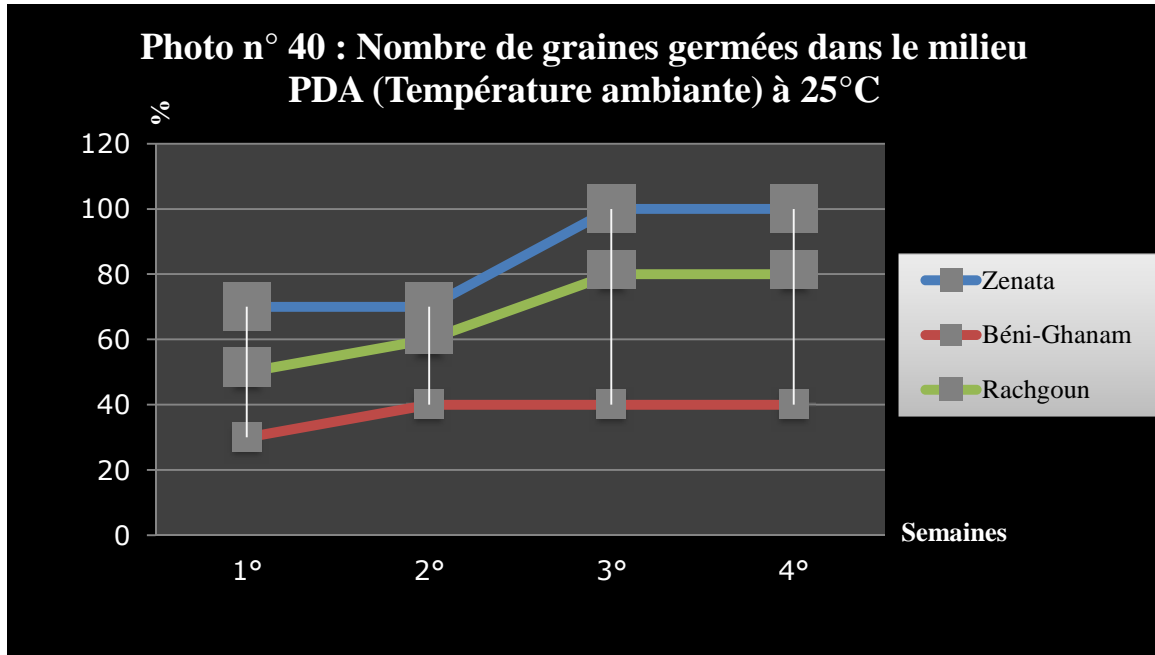


La germination en conditions de température froide et en milieu gélosé

Ce cas de germination est là aussi comme le précédent fort surprenant seuls les graines de la station de Zenata a répondu favorablement avec 60% (soutenu du début à la fin de l'expérience).

**Tableau n°16 : Nombre de graines germées dans le milieu PDA
(Température ambiante) à 25°C**

Semaines Stations	1 ^{ère} Semaine		2 ^{ème} Semaine		3 ^{ème} Semaine		4 ^{ème} Semaine	
	Nombre	%	Nombre	%	Nombre	%	Nombre	%
Zenata	7	70	7	70	10	100	10	100
Béni-Ghanam	3	30	4	40	4	40	4	40
Rachgoun	5	50	6	60	8	80	8	80



La germination en condition de température ambiante (25°C) et en milieu PDA

-Station de Zenata : durant la 1^{ère} semaine et la 2^{ème} semaine on a une germination de 70%, ce pourcentage atteint 100% durant les deux dernières semaines.

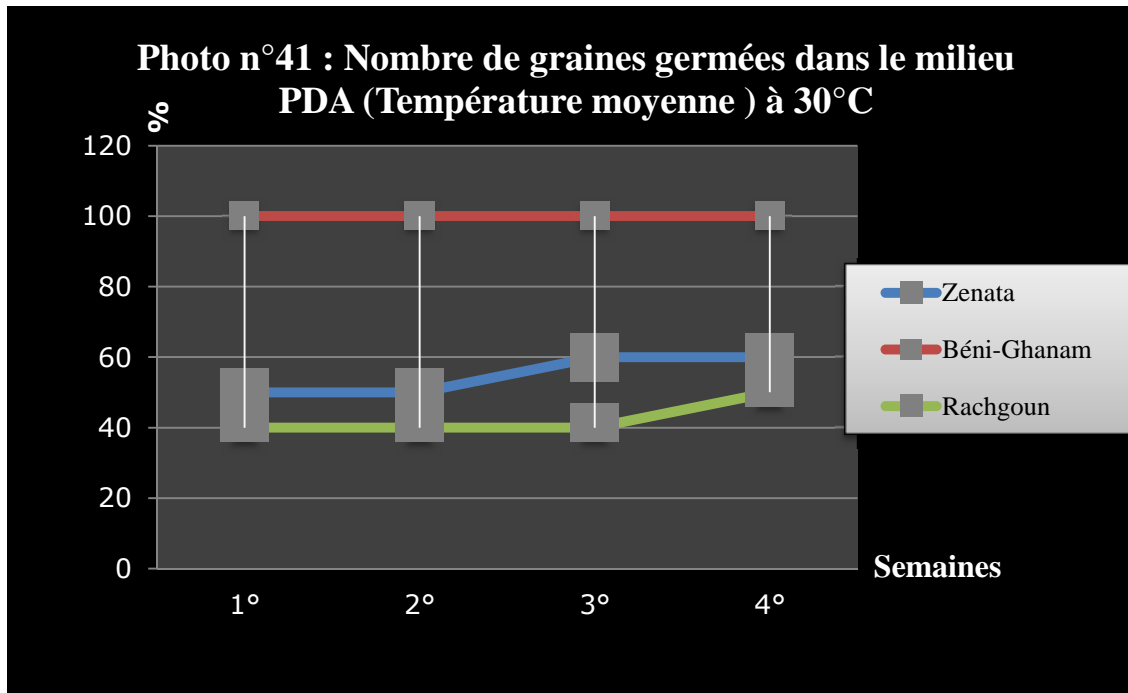
-Station de Béni-Ghanam : durant la 1^{ère} semaine on a une germination qui s'élève à 30%, de la 2^{ème} semaine à la 4^{ème} semaine se stabilise à 40%.

-Station de Rachgoun : durant la 1^{ère} semaine la germination commence à 50%, ce n'est que lors de la 2^{ème} semaine et 4^{ème} semaine que la germination accuse des augmentations successives, nous sommes passé de 60% à 80%.

Tableau n°17 : Nombre de graines germées dans le milieu PDA

(Température moyenne) à 30°C

Semaines Stations	1 ^{ère} Semaine		2 ^{ème} Semaine		3 ^{ème} Semaine		4 ^{ème} Semaine	
	Nombre	%	Nombre	%	Nombre	%	Nombre	%
Zenata	5	50	5	50	6	60	6	60
Béni-Ghanam	10	100	10	100	10	100	10	100
Rachgoun	4	40	4	40	5	50	5	50



La germination s'est déroulée en conditions de température moyenne (30°C) et en milieu PDA.

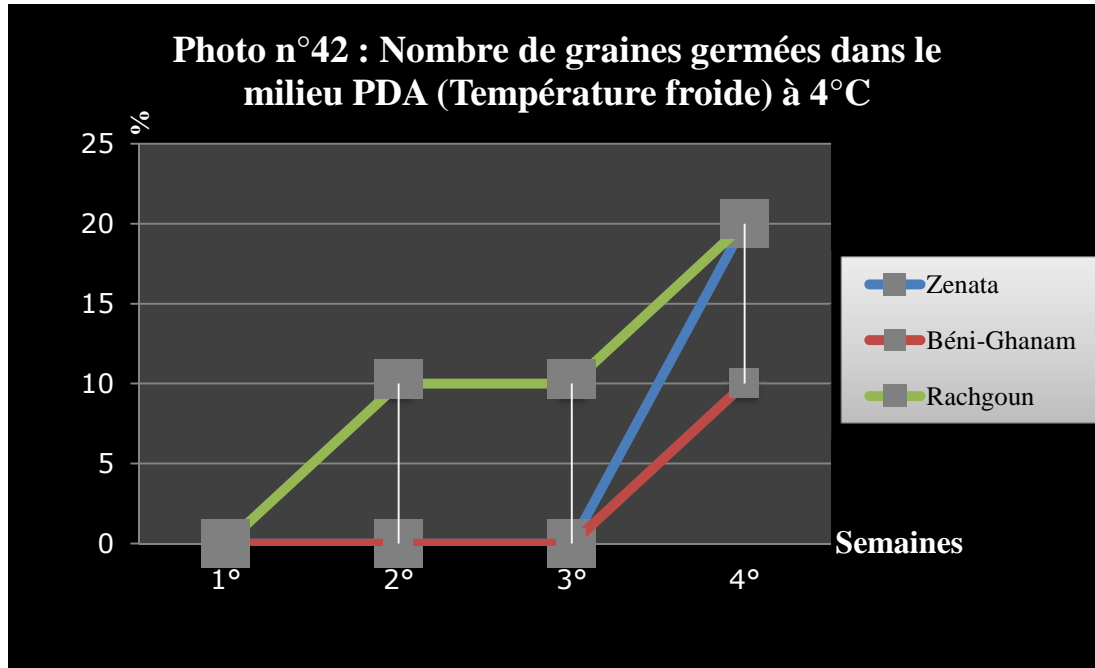
-Station de Zenata : durant la 1ère semaine la germination est de 50%, ce pourcentage se stabilise à la 2ème semaine. La troisième semaine et la 4ème semaine connaissent de sensibles augmentations de 50% à 60%.

-Station de Béni-Ghanam : durant les 04 semaines nous enregistrons une germination maximum qui apparait déjà à la 1ère semaine (100%).

-Station de Rachgoun : Après l'élévation brusque de 40%, la germination est stable à la 4ème semaine que la germination accuse une faible augmentation de 50%.

**Tableau n°18 : Nombre de graines germées dans le milieu PDA
(Température froide) à 4°C**

Semaines Stations	1 ^{ère} Semaine		2 ^{ème} Semaine		3 ^{ème} Semaine		4 ^{ème} Semaine	
	Nombre	%	Nombre	%	Nombre	%	Nombre	%
Zenata	0	0	0	0	0	0	2	20
Béni-Ghanam	0	0	0	0	0	0	1	10
Rachgoun	0	0	1	10	1	10	2	20



Cette germination est menée en conditions de température froide (4°C) et en milieu PDA.

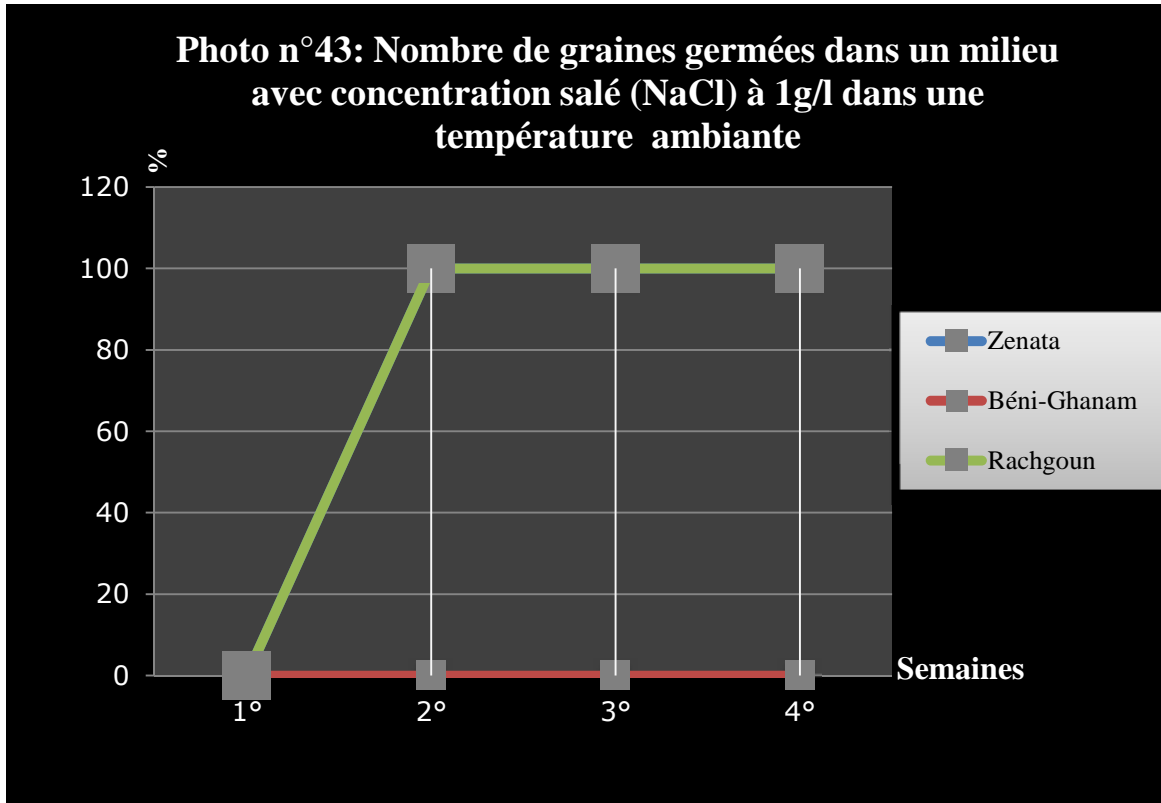
-Station de Zenata : La germination se produit à qu'à la quatrième semaine avec un pourcentage relativement faible (20%).

-Station de Béni-Ghanam : La germination n'a lieu qu'à la quatrième semaine avec un pourcentage très faible (10%).

-Station de Rachgoun : la germination s'amorce à la 2ème semaine (10%), se stabilise à la 3ème, pour s'achever en fin de compte à la 4ème semaine avec un pourcentage de 20%.

Tableau n°19 : Nombre de graines germées dans un milieu avec concentration salé (NaCl) à 1g/l dans une température ambiante (25°C)

Semaines Stations	1 ^{ère} Semaine		2 ^{ème} Semaine		3 ^{ème} Semaine		4 ^{ème} Semaine	
	Nombre	%	Nombre	%	Nombre	%	Nombre	%
Zenata	0	0	10	100	10	100	10	100
Béni-Ghanam	0	0	0	0	0	0	0	0
Rachgoun	0	0	10	100	10	100	10	100



La germination des graines dans un milieu avec concentration salé (NaCl) à 1g/l en condition de température ambiante (25°C) évolue dans les stations comme suit :

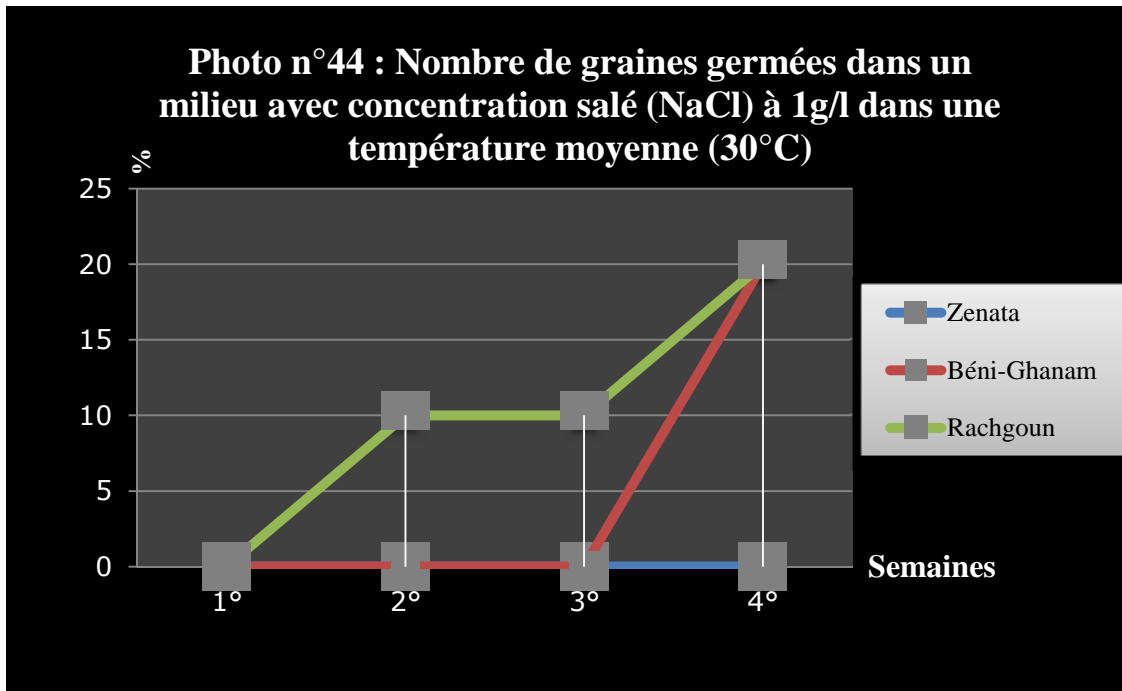
-Station de Zenata : la germination commence à partir de la deuxième semaine en affichant un pourcentage maximum de 100%.

-Station de Béni-Ghanam : aucune germination n'est relevée là aussi du début à la fin de l'expérimentation.

-Station de Rachgoun : la germination suit la même évolution que celle de la station de Zenata.

Tableau n°20 : Nombre de graines germées dans un milieu avec concentration salé (NaCl) à 1g/l dans une température moyenne (30°C)

Semaines Stations	1 ^{ère} Semaine		2 ^{ème} Semaine		3 ^{ème} Semaine		4 ^{ème} Semaine	
	Nombre	%	Nombre	%	Nombre	%	Nombre	%
Zenata	0	0	0	0	0	0	0	0
Béni-Ghanam	0	0	0	0	0	0	2	20
Rachgoun	0	0	1	10	1	10	2	20



La germination des graines dans un milieu avec concentration salé (NaCl) à 1g/l en condition de température moyenne (30°C) montre :

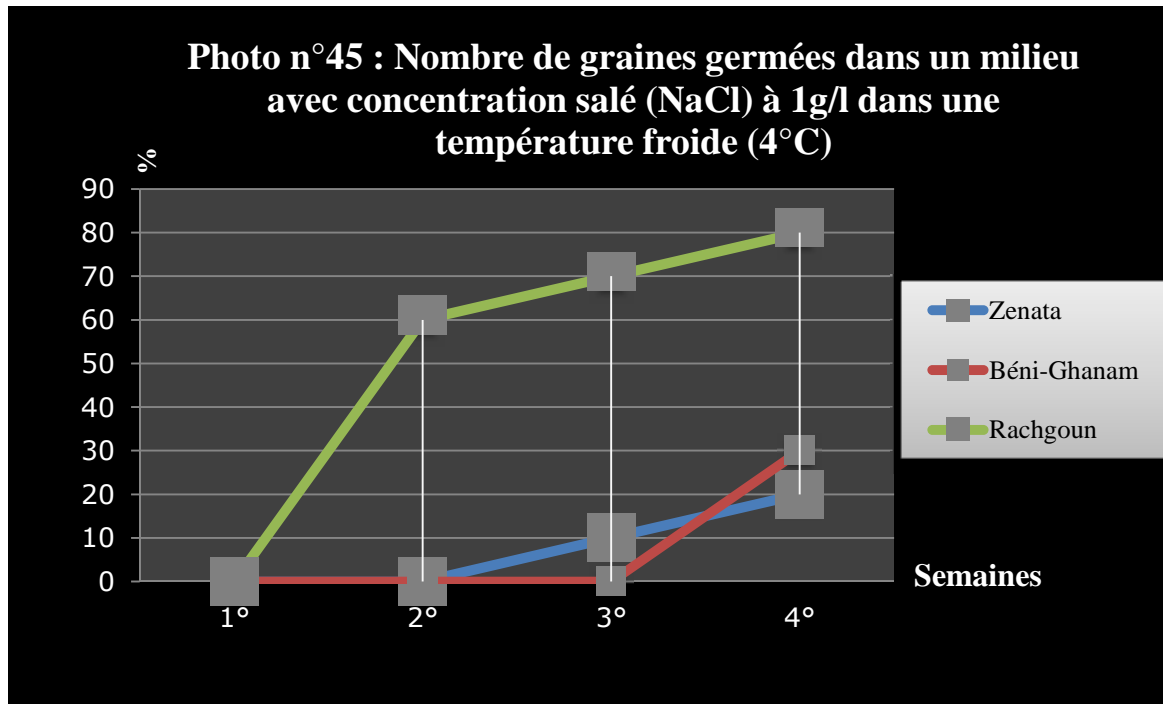
-Station de Zenata : aucune germination n'est obtenu durant les quatre semaines d'expérimentation.

-Station de Béni-Ghanam : seule la quatrième semaine connaît une germination, qui reste cependant faible (20%).

-Station de Rachgoun : la germination débute à la 2ème semaine, reste constante à la troisième pour terminer à la dernière semaine avec un taux de 20%.

Tableau n°21 : Nombre de graines germées dans un milieu avec concentration salé (NaCl) à 1g/l dans une température froide (4°C)

Semaines Stations	1 ^{ère} Semaine		2 ^{ème} Semaine		3 ^{ème} Semaine		4 ^{ème} Semaine	
	Nombre	%	Nombre	%	Nombre	%	Nombre	%
Zenata	0	0	0	0	1	10	2	20
Béni-Ghanam	0	0	0	0	0	0	3	30
Rachgoun	0	0	6	60	7	70	8	80

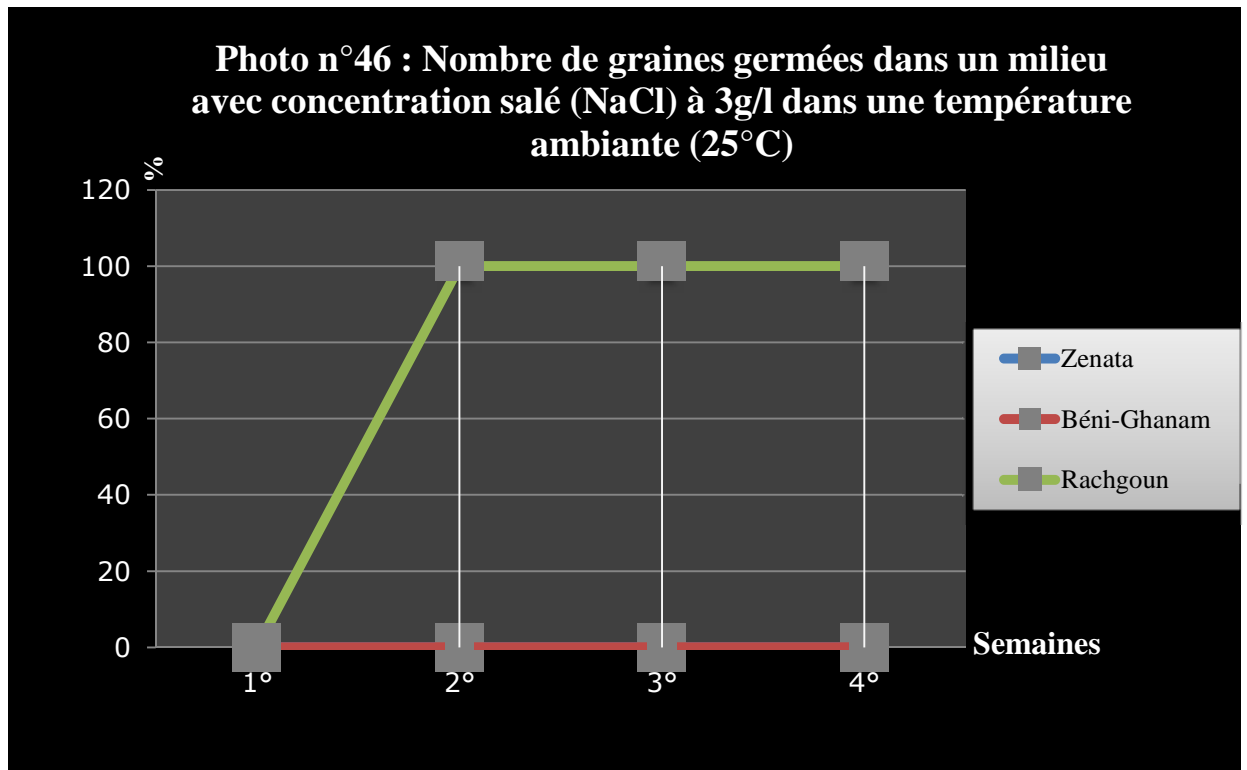


La germination des graines dans un milieu avec concentration salé (NaCl) à 1g/l en condition de température froide (4°C) connaît les fluctuations suivantes :

- Station de Zenata : la germination démarre à la deuxième semaine avec 20%, puis connaît une évolution linéaire durant les autres semaines (10 et 20%).
- Station de Béni;-Ghanam : la germination n'est enregistrée qu'à la quatrième semaine avec un pourcentage relativement (30%).
- Station de Rachgoun : la germination s'enclenche lors de la deuxième semaine (60%), puis croît durant les deux dernières avec respectivement 70 et 80%.

Tableau n°22 : Nombre de graines germées dans un milieu avec concentration salé (NaCl) à 3g/l dans une température ambiante (25°C)

Semaines Stations	1 ^{ère} Semaine		2 ^{ème} Semaine		3 ^{ème} Semaine		4 ^{ème} Semaine	
	Nombre	%	Nombre	%	Nombre	%	Nombre	%
Zenata	0	0	0	0	0	0	0	0
Béni-Ghanam	0	0	0	0	0	0	0	0
Rachgoun	0	0	10	100	10	100	10	100



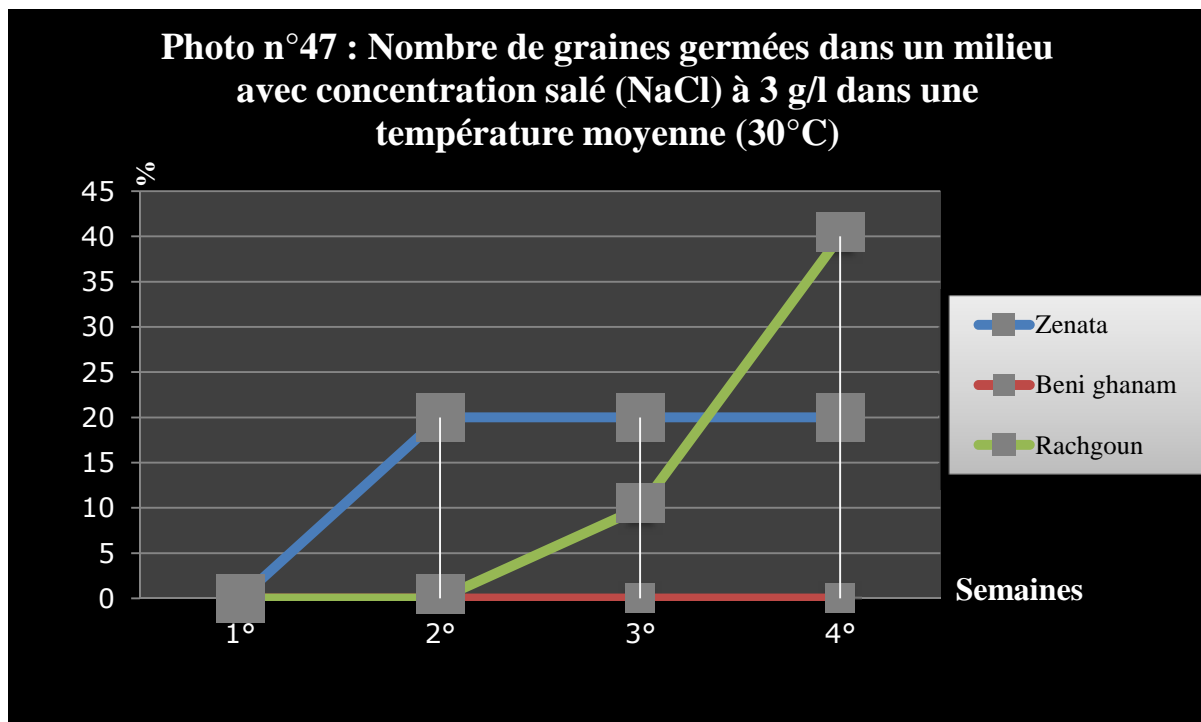
La germination des graines dans un milieu avec concentration salé (NaCl) à 3g/l en condition de température ambiante (25°C) permet de remarquer :

Seule la station de Rachgoun affiche une germination maximum dès la deuxième semaine (100%), et bien entendu se maintient durant les autres semaines.

Les deux autres stations de Béni-Ghanam et Zenata ne montrent aucune germination.

Tableau n°23 : Nombre de graines germées dans un milieu avec concentration salé (NaCl) à 3g/l dans une température moyenne de 30°C

Semaines Stations	1 ^{ère} Semaine		2 ^{ème} Semaine		3 ^{ème} Semaine		4 ^{ème} Semaine	
	Nombre	%	Nombre	%	Nombre	%	Nombre	%
Zenata	0	0	2	20	2	20	2	20
Béni-Ghanam	0	0	0	0	0	0	0	0
Rachgoun	0	0	0	0	1	10	4	40



La germination des graines dans un milieu avec concentration salé (NaCl) à 3g/l en condition de température ambiante (30°C) autorise les remarques suivantes :

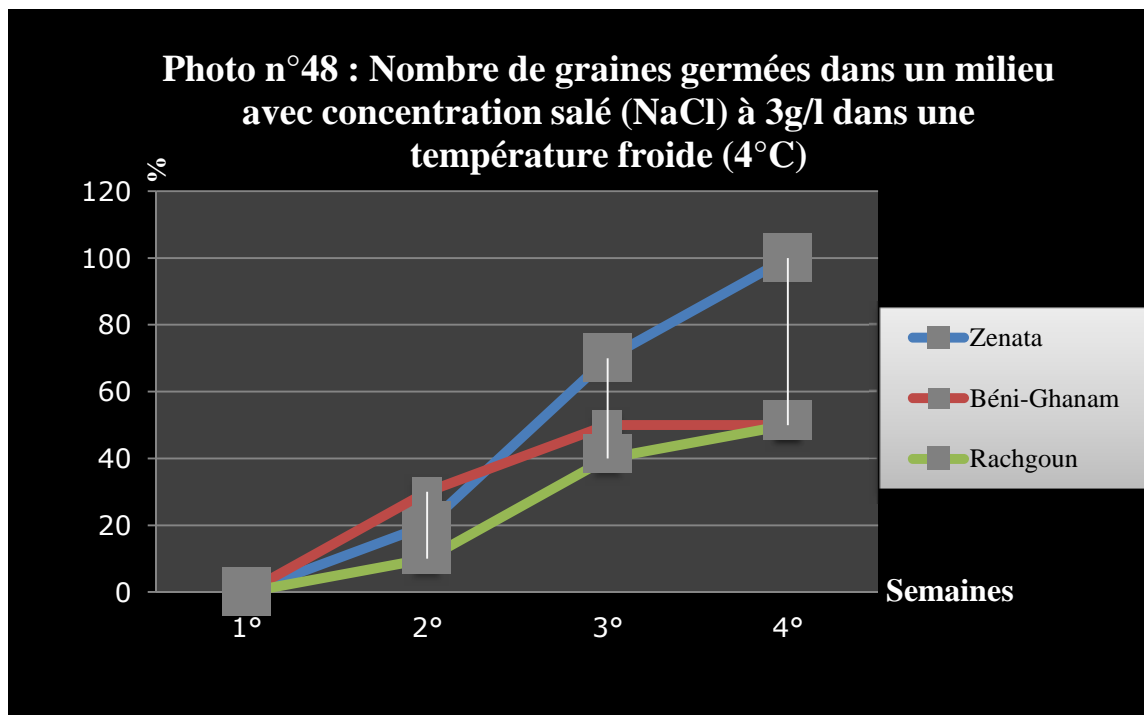
- Station de Zenata : la germination s'enclenche à la 2^{ème} semaine avec 20%, ce taux demeure constant durant les autres semaines.

- Station de Béni-Ghanam : on ne relève aucune germination au niveau de cette station.

-Station de Rachgoun : la germination n'a lieu qu'à partir de la troisième semaine (10%) et s'achève avec un taux de 40% à la 4^{ème} semaine.

Tableau n°24 : Nombre de graines germées dans un milieu avec concentration salé (NaCl) à 3g/l dans une température froide (4°C)

Semaines Stations	1 ^{ère} Semaine		2 ^{ème} Semaine		3 ^{ème} Semaine		4 ^{ème} Semaine	
	Nombre	%	Nombre	%	Nombre	%	Nombre	%
	Zenata	0	0	2	20	7	70	10
Béni-Ghanam	0	0	3	30	5	50	5	50
Rachgoun	0	0	1	10	4	40	5	50



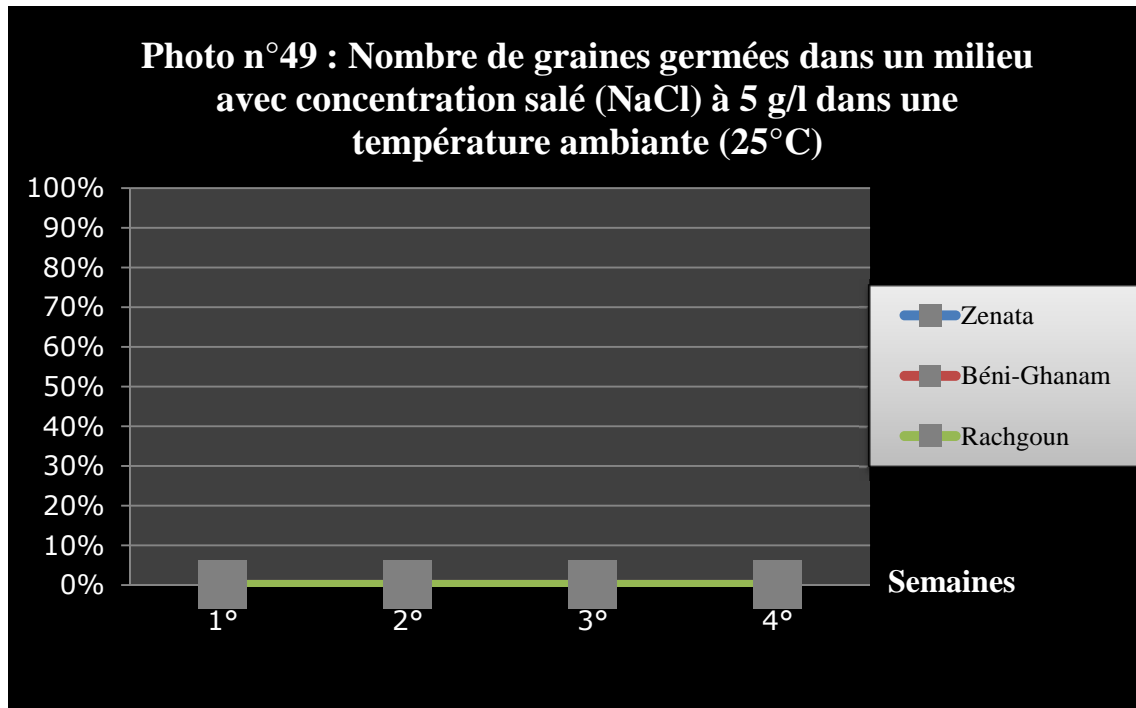
La germination des graines dans un milieu avec concentration salé (NaCl) à 3g/l en condition de température froide (4°C) permet de remarquer :

- Station de Zenata : la germination démarre à la deuxième semaine avec 20%, s'élève à 70% à la troisième pour finir avec taux maximum de 100% à la dernière semaine.

Dans les deux stations (Béni-Ghanam et Rachgoun), la germination débute la deuxième semaine avec des pourcentages respectifs de 10 et 30% et s'achèvent avec un pourcentage moyen de 50%.

Tableau n°25 : Nombre de graines germées dans un milieu avec concentration salé (NaCl) à 5g/l dans une température ambiante (25°C)

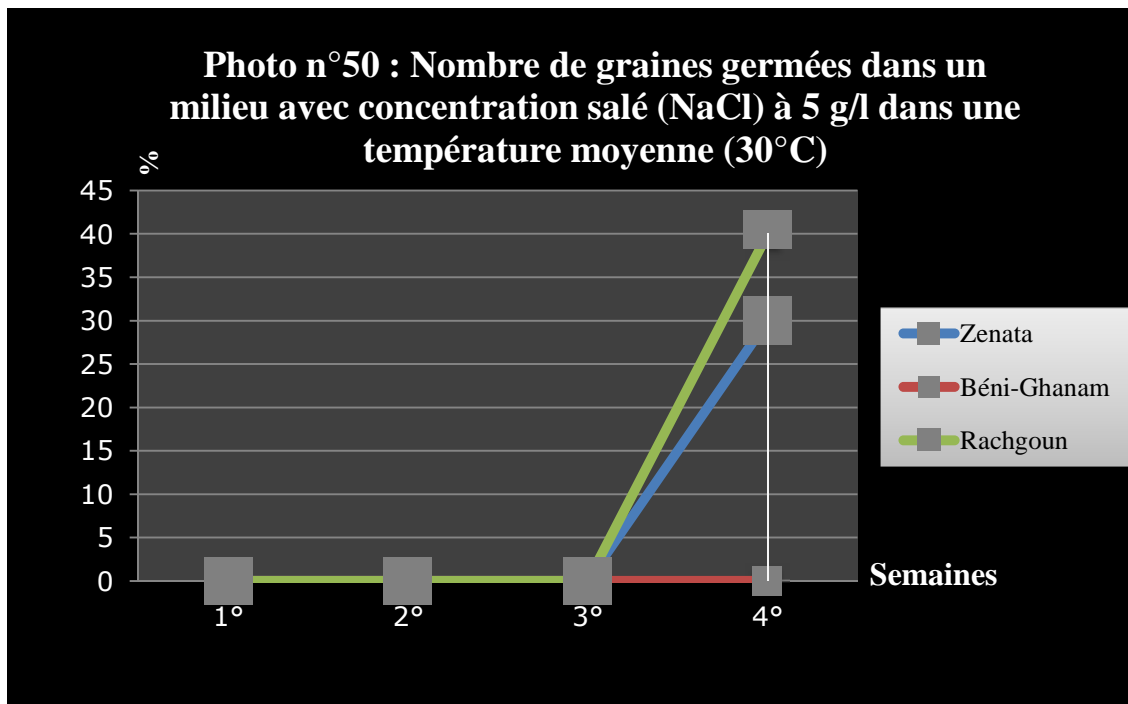
Semaines Stations	1 ^{ère} Semaine		2 ^{ème} Semaine		3 ^{ème} Semaine		4 ^{ème} Semaine	
	Nombre	%	Nombre	%	Nombre	%	Nombre	%
Zenâta	0	0	0	0	0	0	0	0
Béni-Ghanam	0	0	0	0	0	0	0	0
Rachgoun	0	0	0	0	0	0	0	0



La germination des graines dans un milieu avec concentration salé (NaCl) à 5g/l en conditions de température ambiante (25°C) malheureusement n'enregistre aucune germination dans les trois stations.

Tableau n°26 : Nombre de graines germées dans un milieu avec concentration salé (NaCl) à 5g/l dans une température moyenne (30°C)

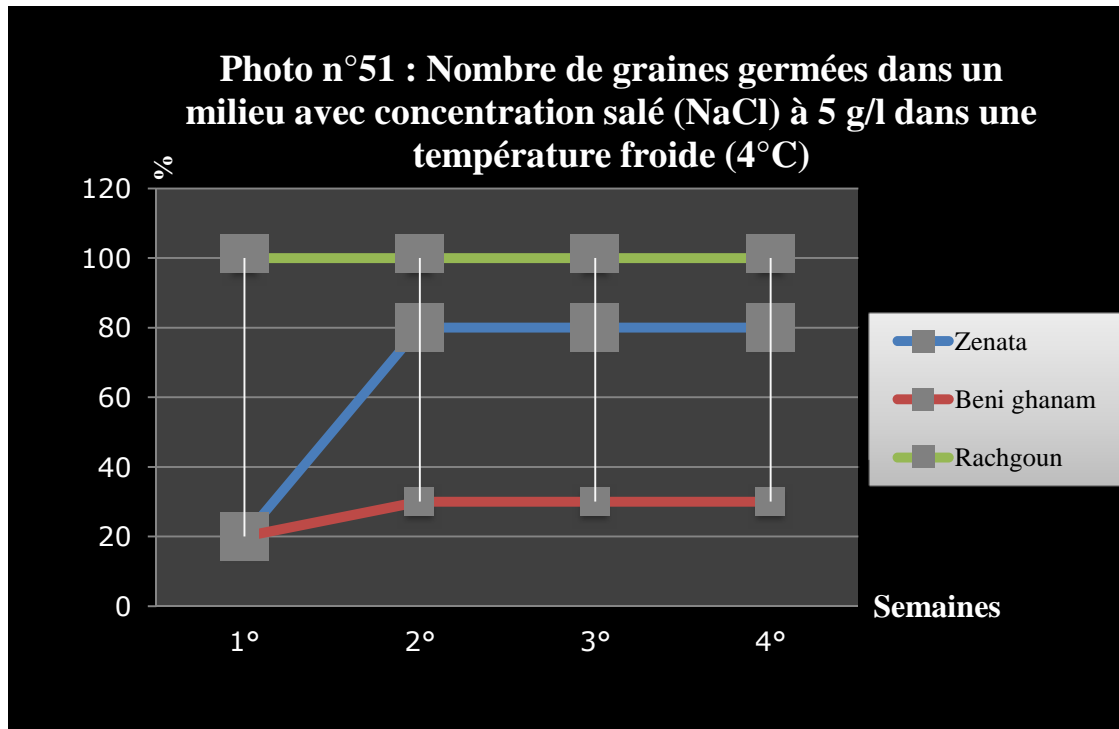
Semaines Stations	1 ^{ère} Semaine		2 ^{ème} Semaine		3 ^{ème} Semaine		4 ^{ème} Semaine	
	Nombre	%	Nombre	%	Nombre	%	Nombre	%
	Zenâta	0	0	0	0	0	0	3
Béni-Ghanam	0	0	0	0	0	0	0	0
Rachgoun	0	0	0	0	0	0	4	40



La germination des graines dans un milieu avec concentration salé (NaCl) à 5g/l en condition de température moyenne (30°C) permet de remarquer que la germination s'opère qu'à la fin de l'expérience (30% station de Zenata et 40% station de Rachgoun).

Tableau n°27 : Nombre de graines germées dans un milieu avec concentration salé (NaCl) à 5g/l dans une température froide (4°C)

Semaines Stations	1 ^{ère} Semaine		2 ^{ème} Semaine		3 ^{ème} Semaine		4 ^{ème} Semaine	
	Nombre	%	Nombre	%	Nombre	%	Nombre	%
Zenata	2	20	8	80	8	80	8	80
Béni-Ghanam	2	20	3	30	3	30	3	30
Rachgoun	10	100	10	100	10	100	10	100



La germination des graines dans un milieu avec concentration salé (NaCl) à 5g/l en condition de température froide (4°C) nous amène à constater :

-Station de Zenata : durant la 2^{ème} semaine on a une germination brusque de 80%, se stabilise à ce taux jusqu'à la fin de l'expérience.

-Station de Béni-Ghanam : durant la 1^{ère} semaine on a une germination de 20%, qui s'élève et se stabilise à 30% jusqu'à la fin de l'expérience.

-Station de Rachgoun : on a une excellente réponse des graines, à tel point que nous enregistrons une germination totale des graines de 100%, ce qui représente un démarrage germinatif spectaculaire.

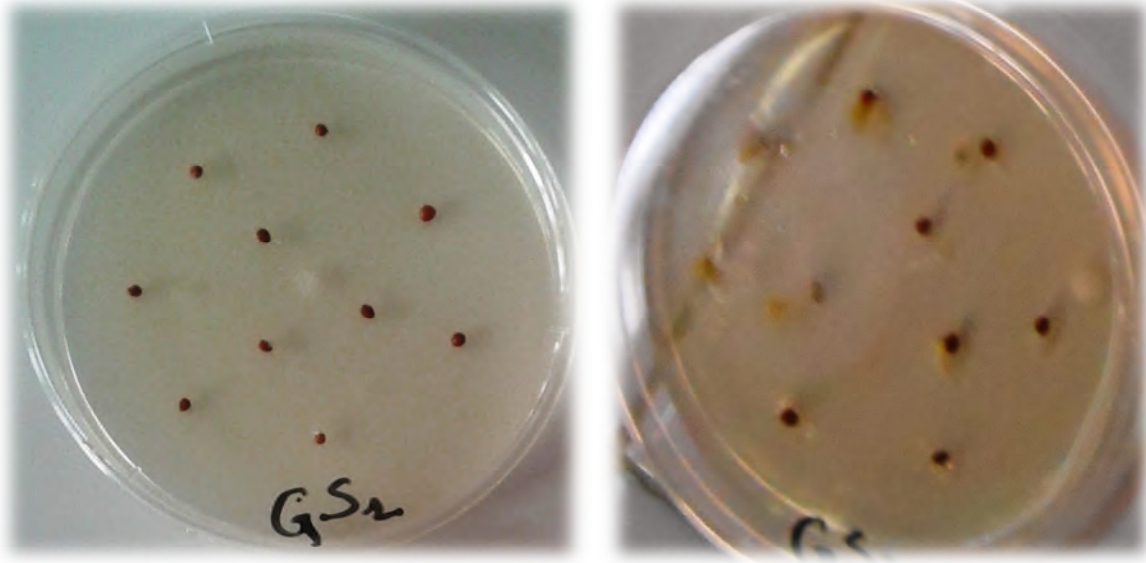


Photo n°52 : Germination des graines, milieu gélose nutritive, après 4 semaines, station de Zenata (Température ambiante à 25°C)

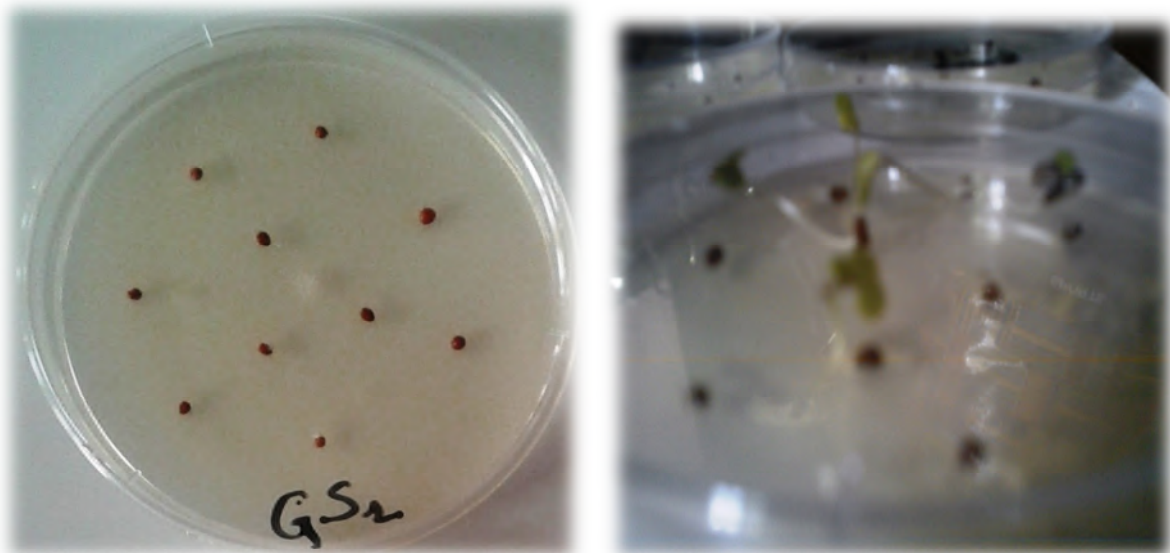


Photo n°53 : Germination des graines, milieu gélose nutritive, après 4 semaines, station de Zenata (Température moyenne à 30°C)

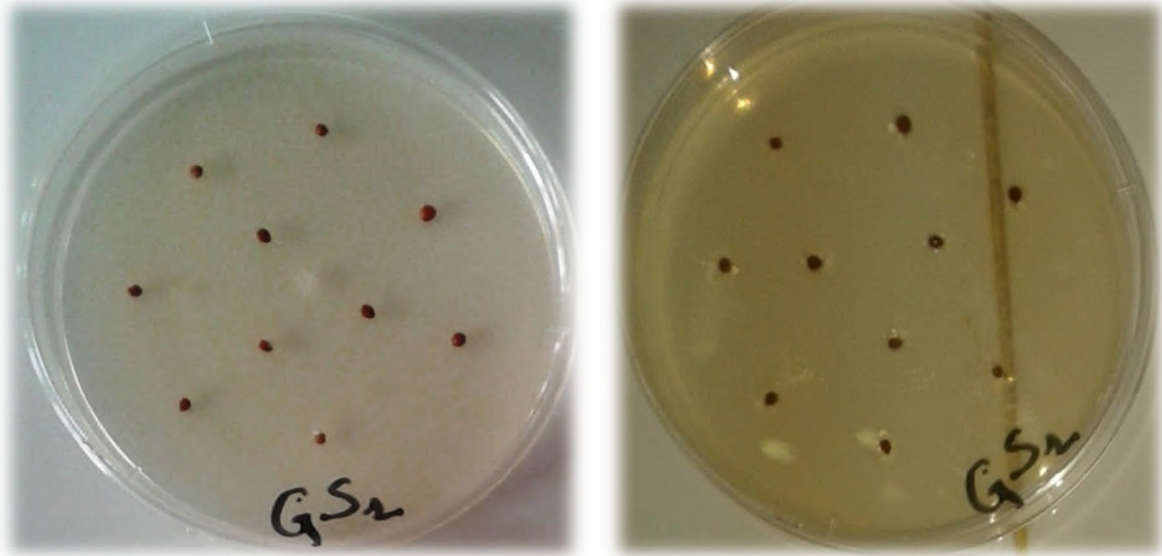


Photo n°54 : Germination des graines, milieu gélose nutritive, après 4 semaines, station de Zenata (Température froide à 4°C)

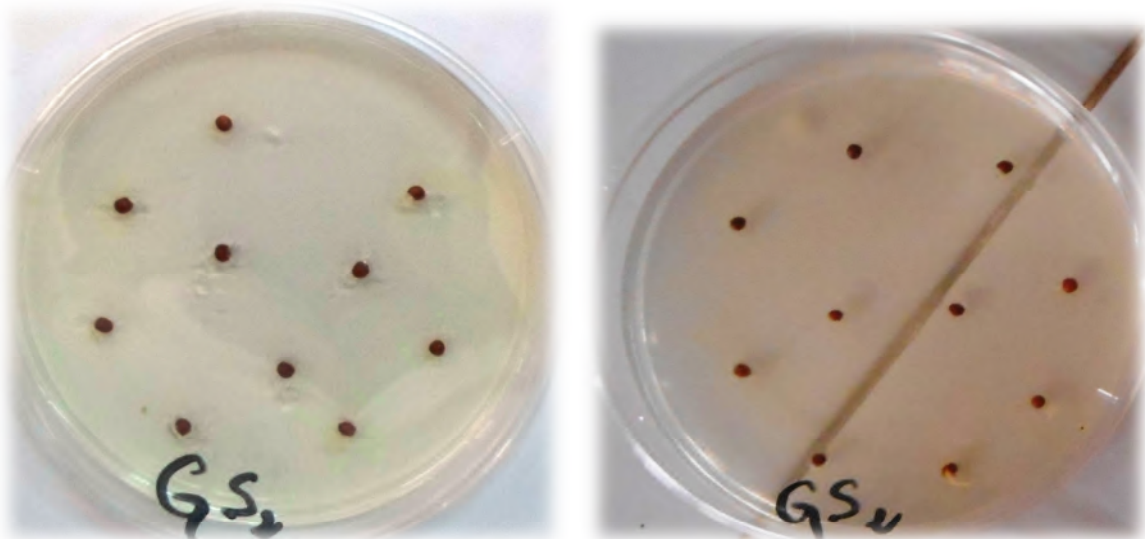


Photo n°55 : Germination des graines, milieu gélose nutritive, après 4 semaines, station de Béni-Ghanam (Température ambiante à 25°C)

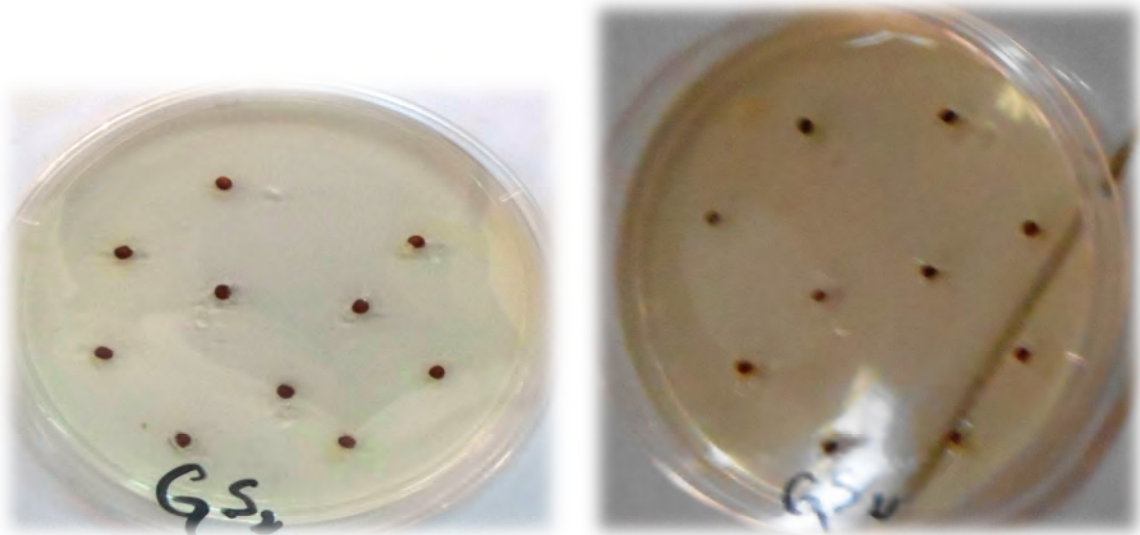


Photo n°56 : Germination des graines, milieu gélose nutritive, après 4 semaines, station de Béni-Ghanam (Température moyenne à 30°C)

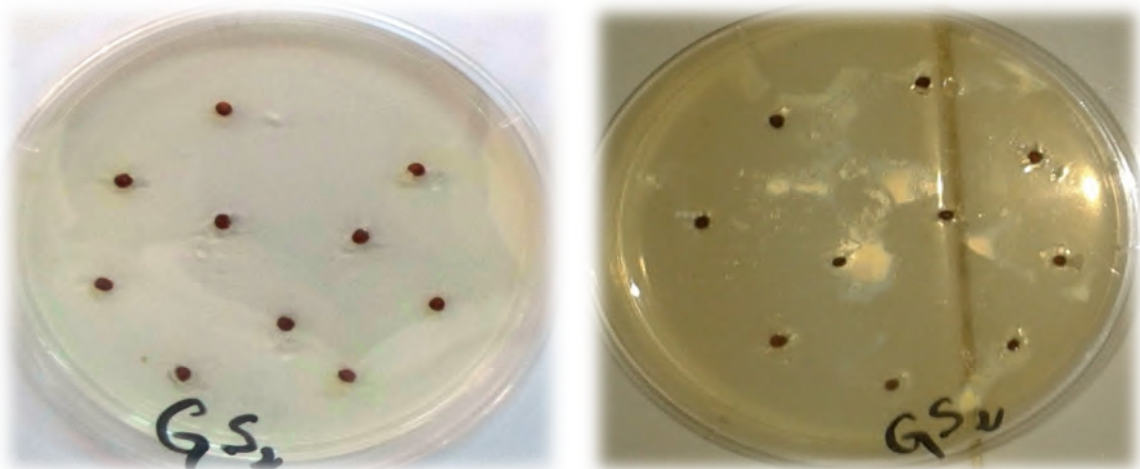


Photo n°57 : Germination des graines, milieu gélose nutritive, après 4 semaines, station de Béni-Ghanam (Température froide à 4°C)

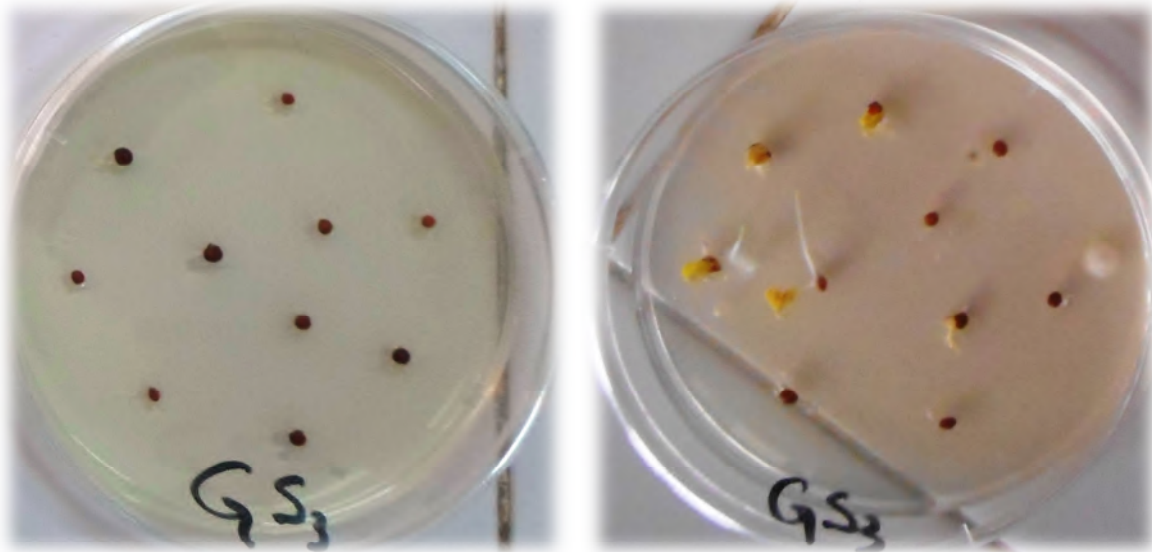


Photo n°58 : Germination des graines, milieu gélose nutritive, après 4 semaines, station de Rachgoun (Température ambiante à 25°C)

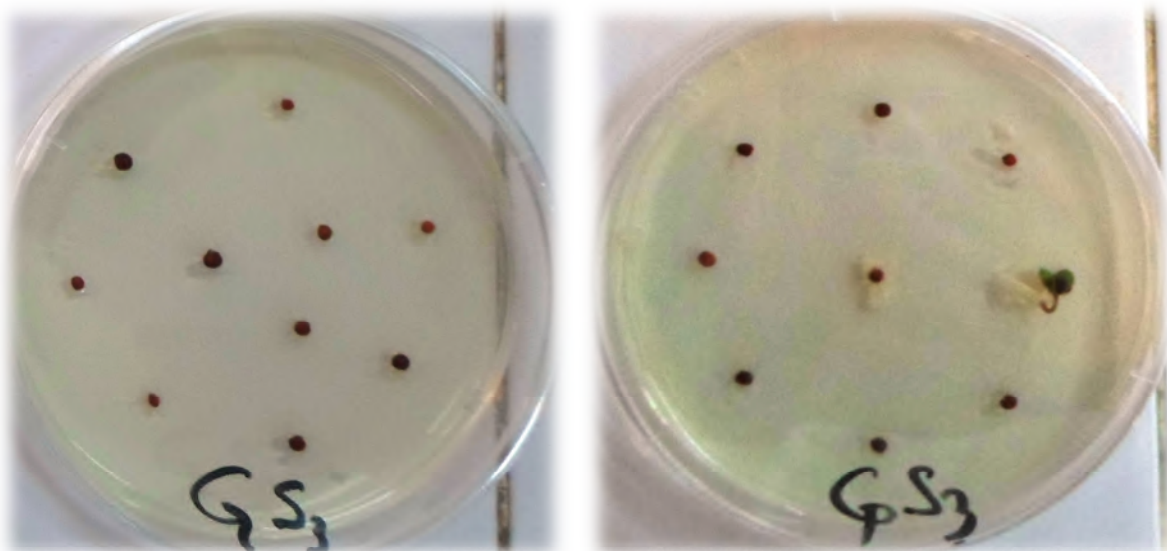


Photo n°59 : Germination des graines, milieu gélose nutritive, après 4 semaines, station de Rachgoun (Température moyenne à 30°C)

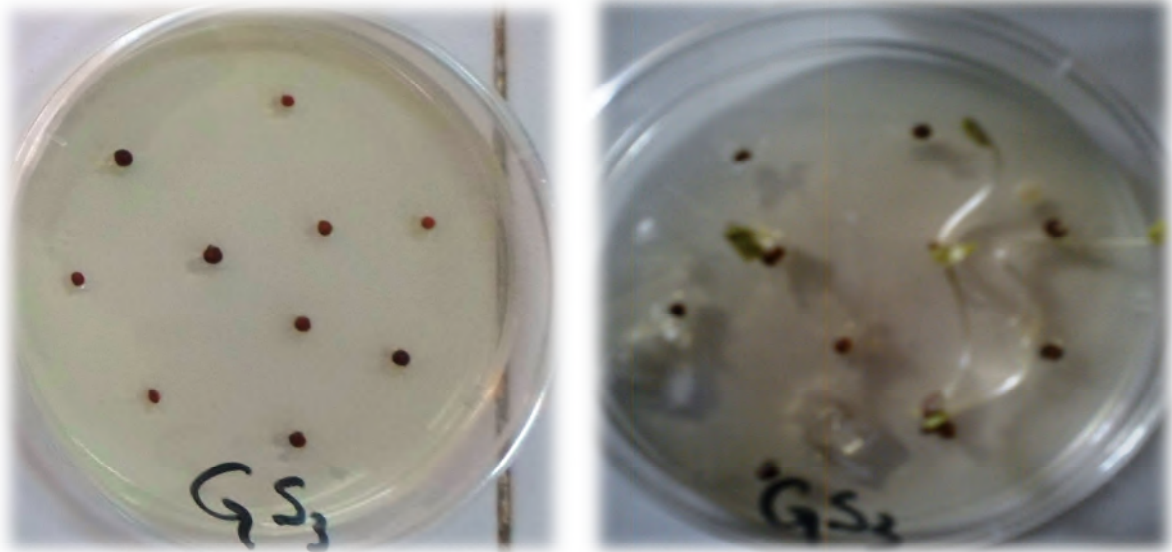


Photo n°60 : Germination des graines, milieu gélose nutritive, après 4 semaines, station de Rachgoun (Température froide à 4°C)

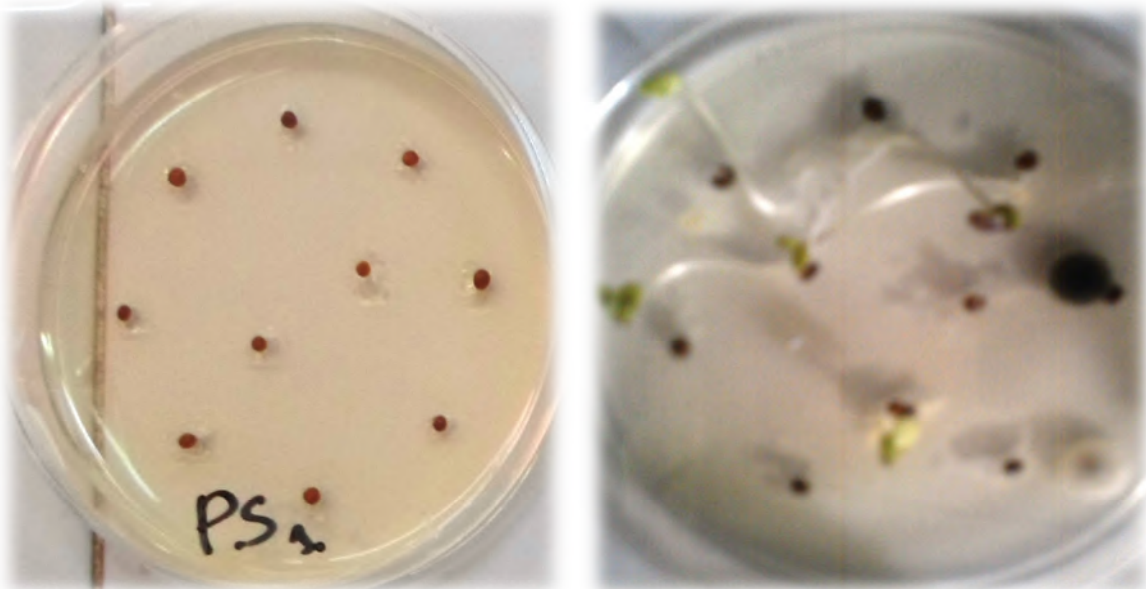


Photo n°61 : Germination des graines, milieu PDA, après 4 semaines, station de Zenata (Température ambiante à 25°C)

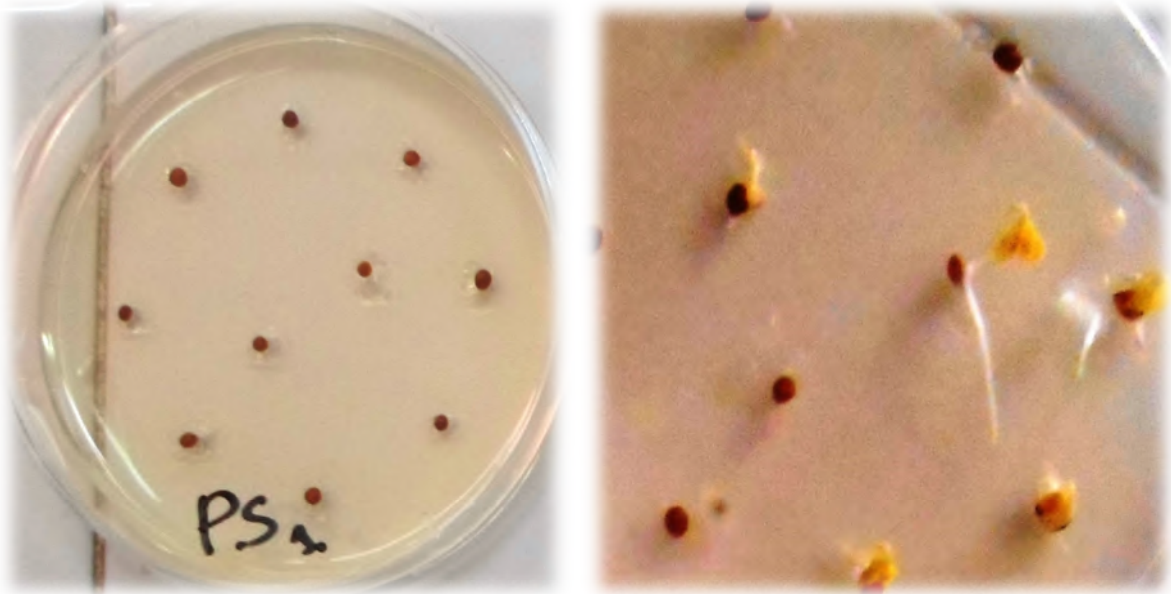


Photo n°62 : Germination des graines, milieu PDA, après 4 semaines, station de Zenata (Température moyenne à 30°C)

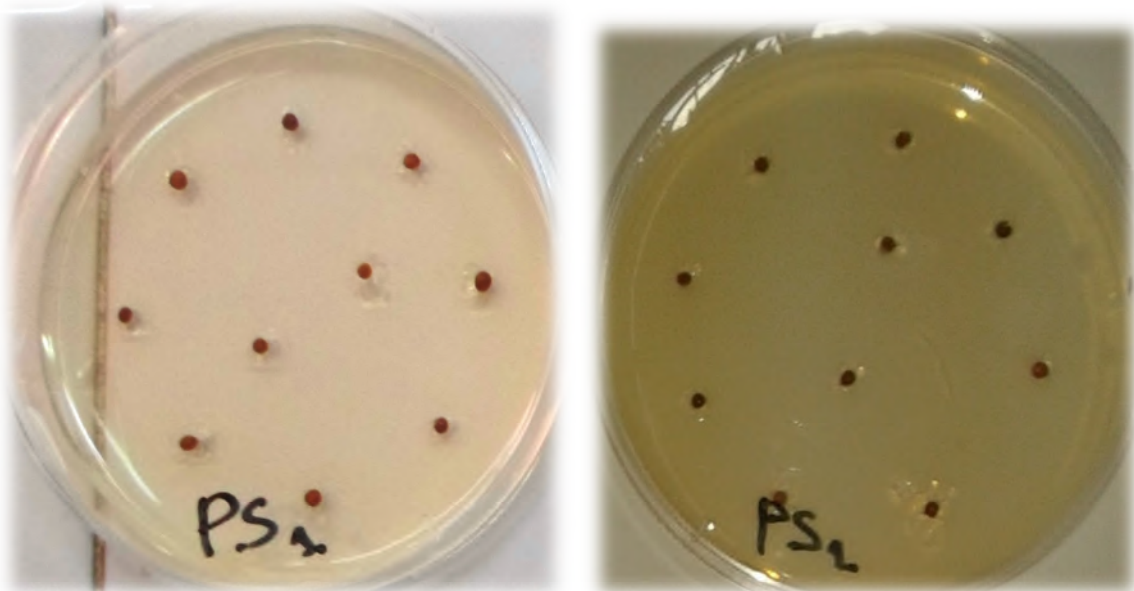


Photo n°63 : Germination des graines, milieu PDA, après 4 semaines, station de Zenata (Température froide à 4°C)

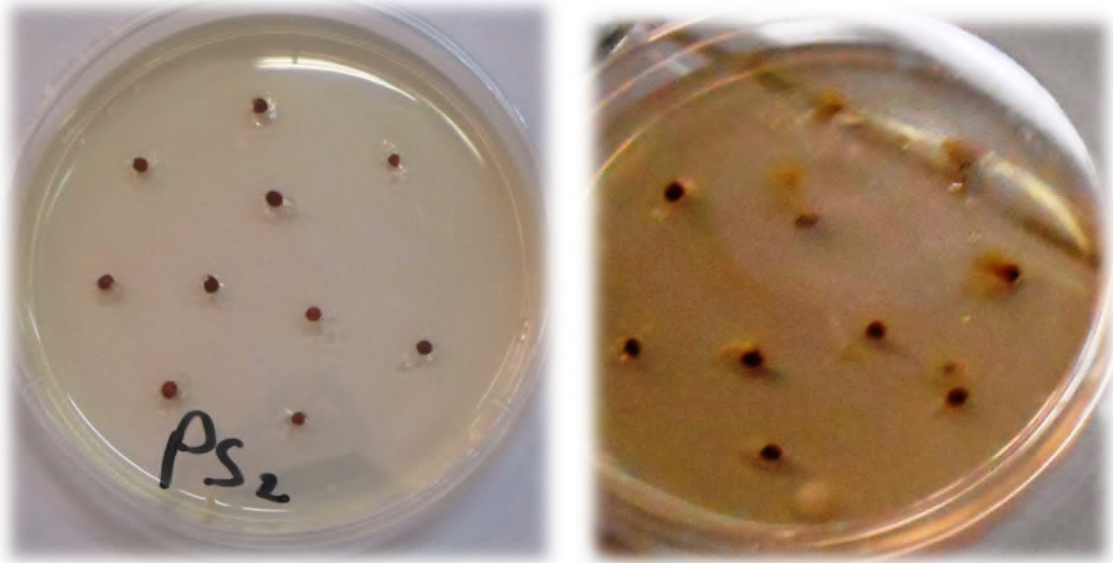


Photo n°64 : Germination des graines, milieu PDA, après 4 semaines, station de Béni-Ghanam (Température ambiante à 25°C)

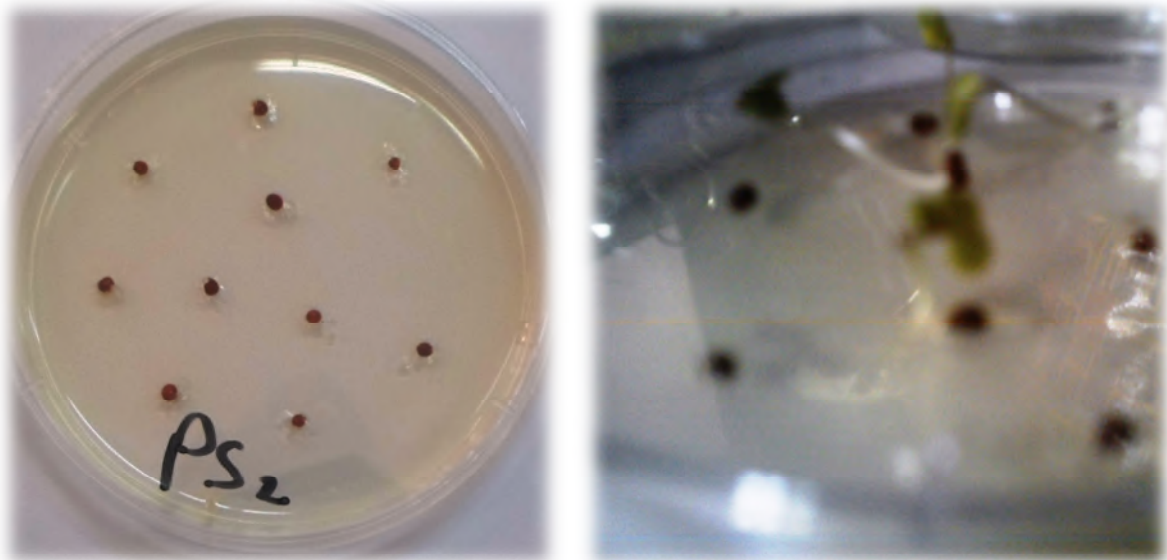


Photo n°65 : Germination des graines, milieu PDA, après 4 semaines, station de Béni-Ghanam (Température moyenne à 30°C)

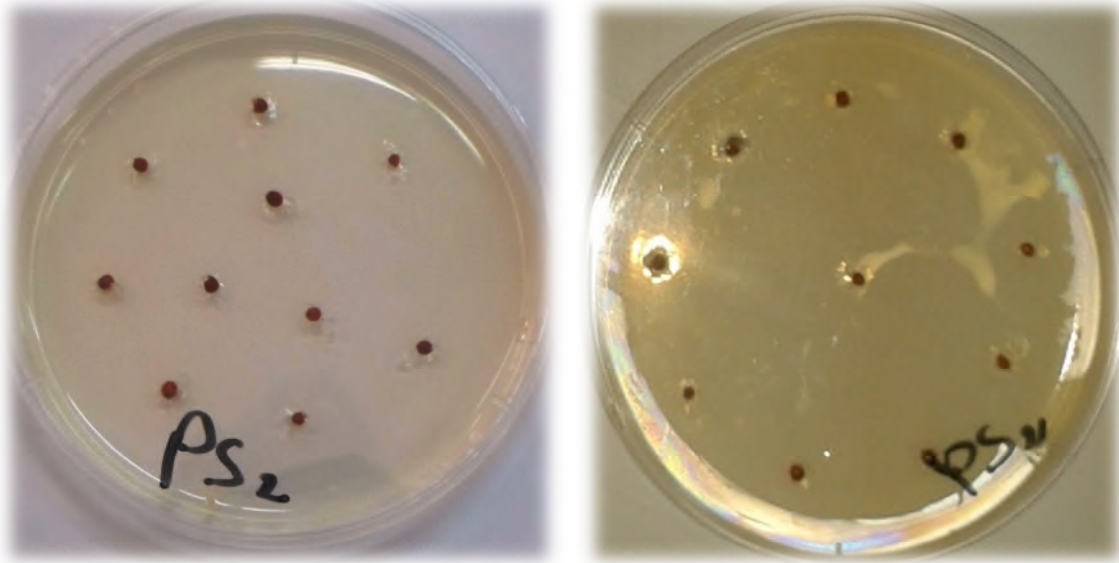


Photo n°66 : Germination des graines, milieu PDA, après 4 semaines, station de Béni-Ghanam (Température froide à 4°C)

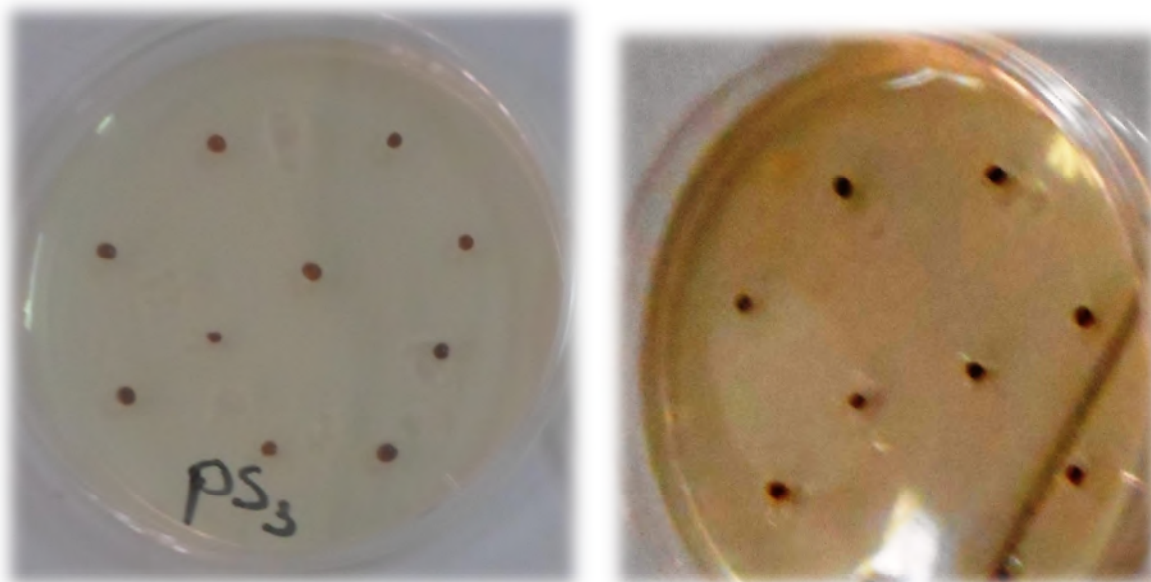


Photo n°67 : Germination des graines, milieu PDA, après 4 semaines, station de Rachgoun (Température ambiante à 25°C)

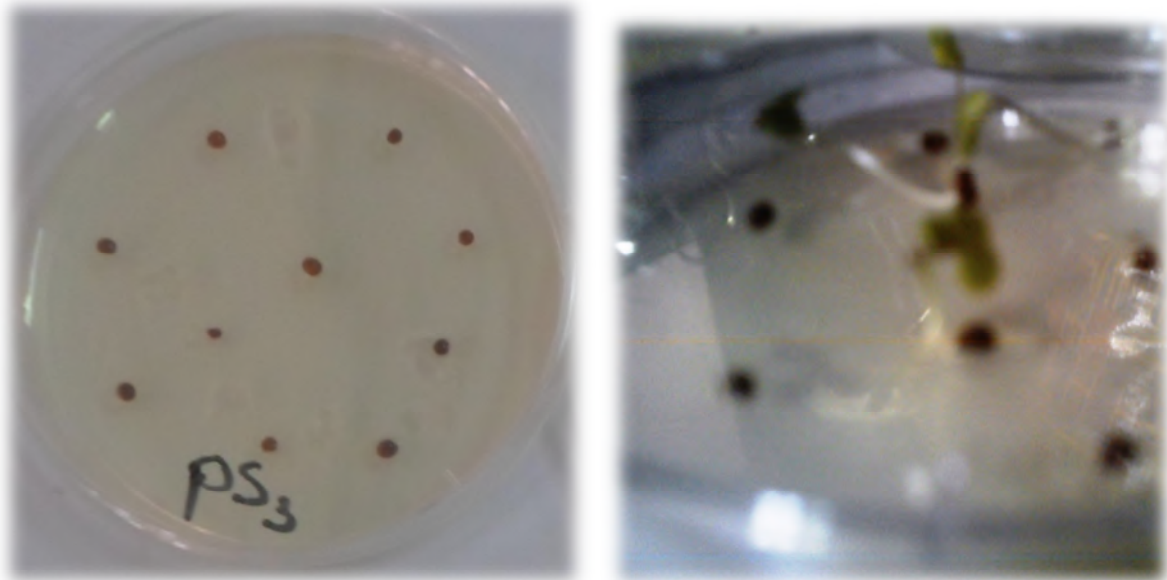


Photo n°68 : Germination des graines, milieu PDA, après 4 semaines, station de Rachgoun (Température moyenne à 30°C)

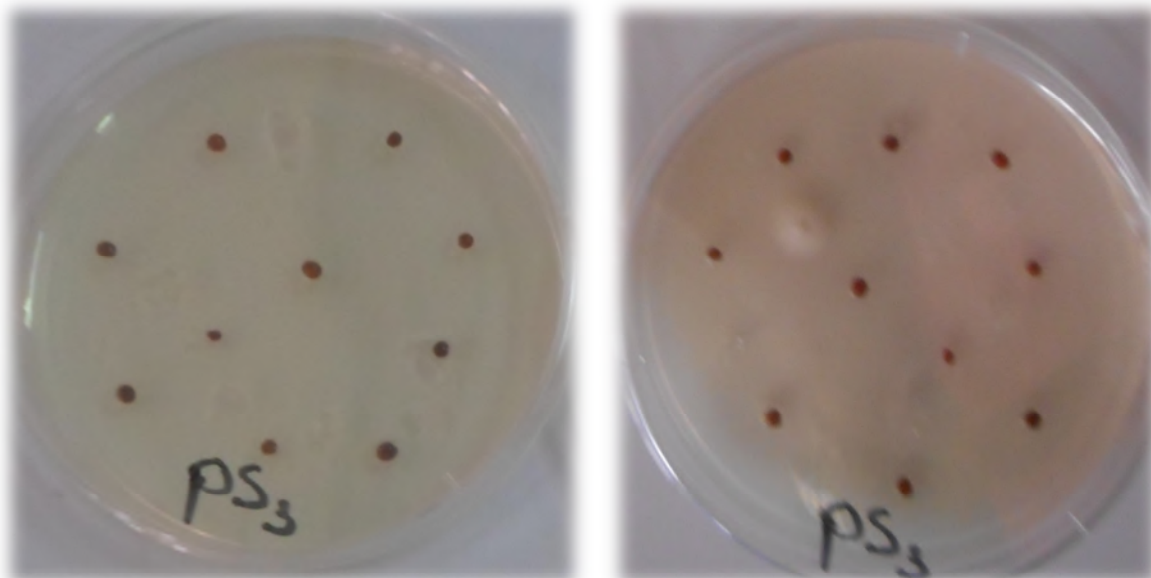


Photo n°69 : Germination des graines, milieu PDA, après 4 semaines, station de Rachgoun (Température froide à 4°C)

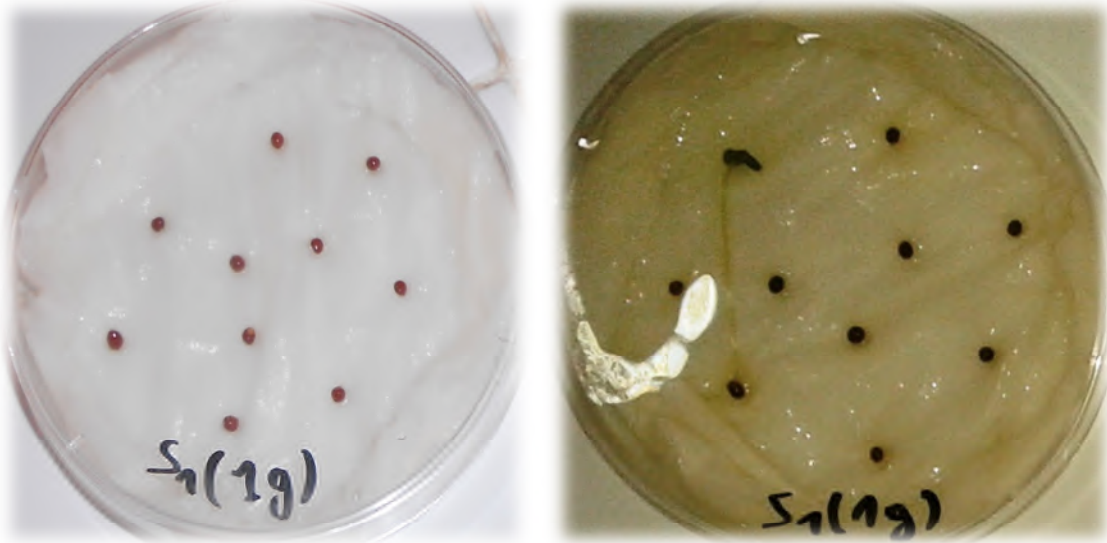


Photo n°70 : Germination des graines, milieu avec concentration salé (NaCl) à 1g/l, après 4 semaines, station de Zenata (Température ambiante à 25°C)

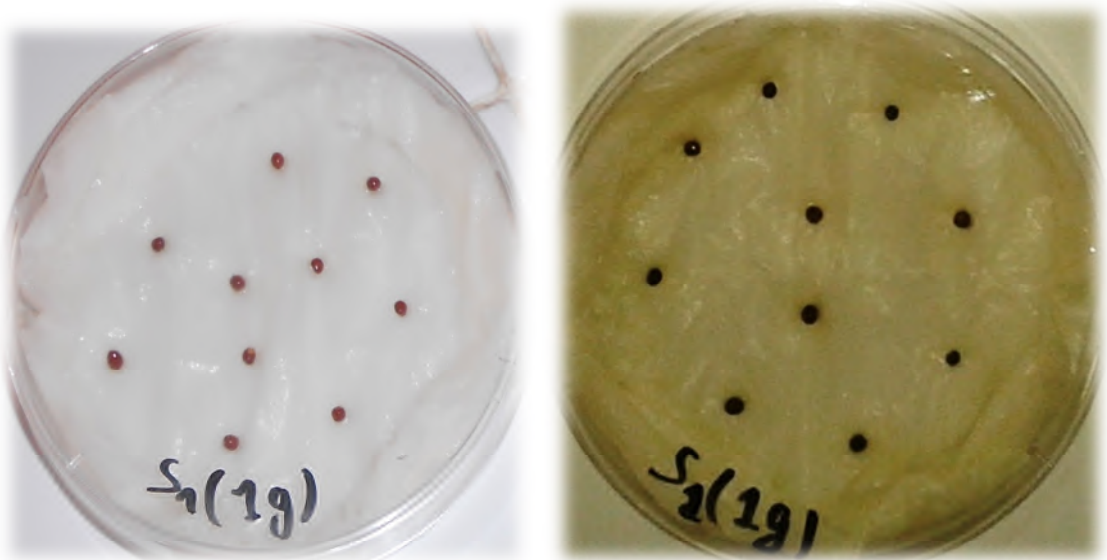


Photo n°71 : Germination des graines, milieu avec concentration salé (NaCl) à 1g/l, après 4 semaines, station de Zenata (Température moyenne à 30°C)

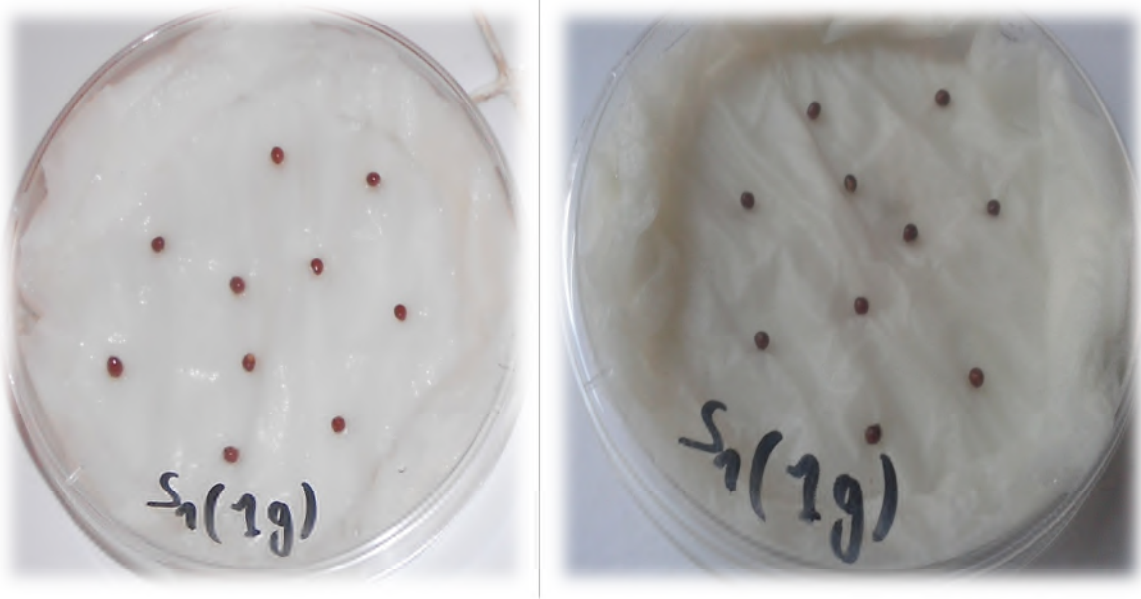


Photo n°72 : Germination des graines, milieu avec concentration salé (NaCl) à 1g/l, après 4 semaines, station de Zenata (Température froide à 4°C)

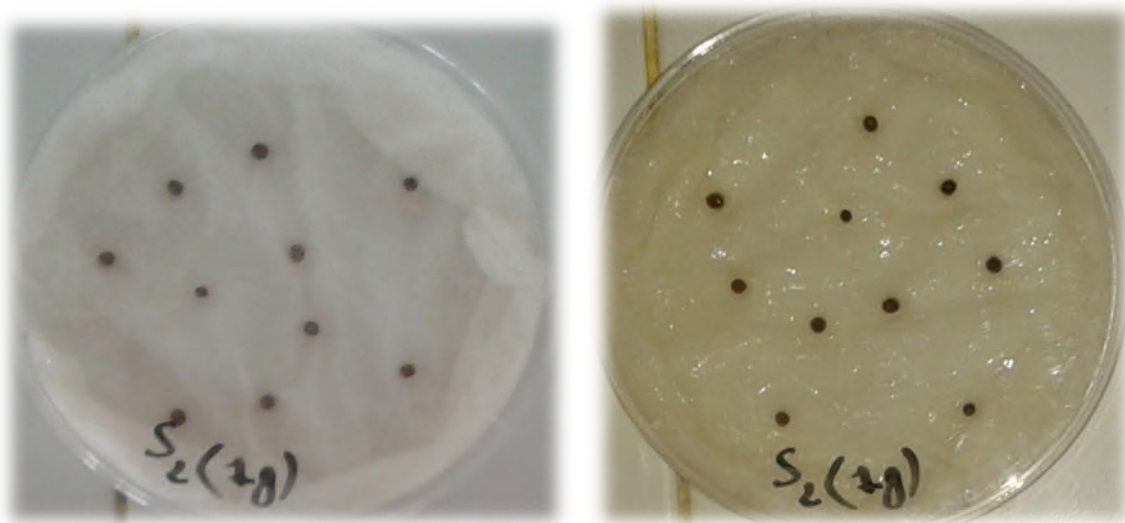
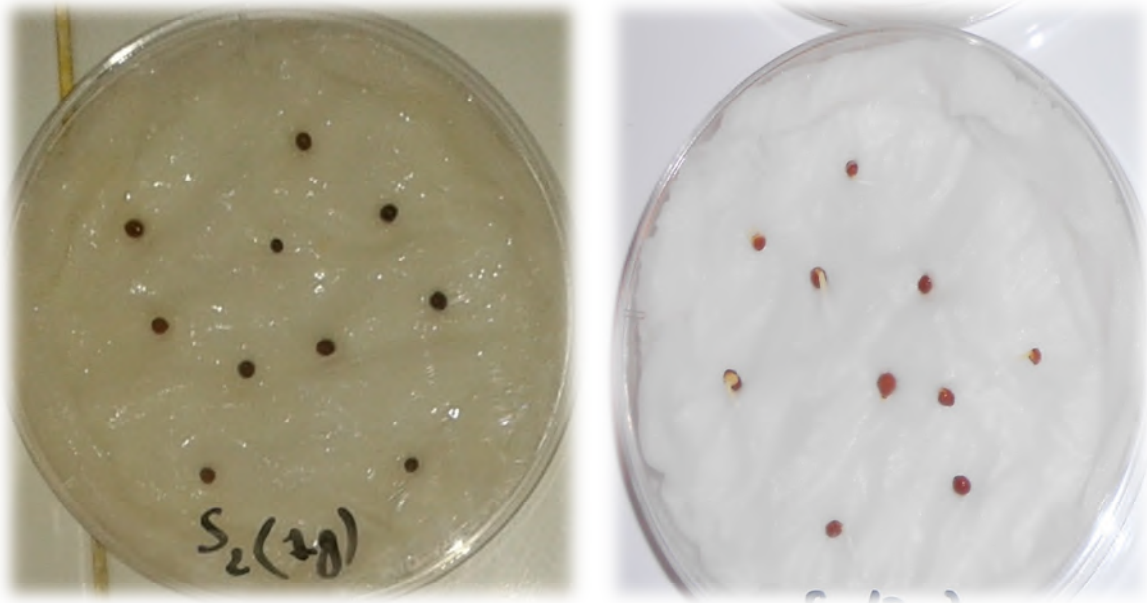


Photo n°73 : Germination des graines, milieu avec concentration salé (NaCl) à 1g/l, après 4 semaines, station de Béni-Ghanam (Température ambiante à 25°C)



**Photo n°74 : Germination des graines, milieu avec concentration salé (NaCl) à 1g/l, après 4 semaines, station de Béni-Ghanam
(Température moyenne à 30°C)**



**Photo n°75 : Germination des graines, milieu avec concentration salé (NaCl) à 1g/l, après 4 semaines, station de Béni-Ghanam
(Température froide à 4°C)**

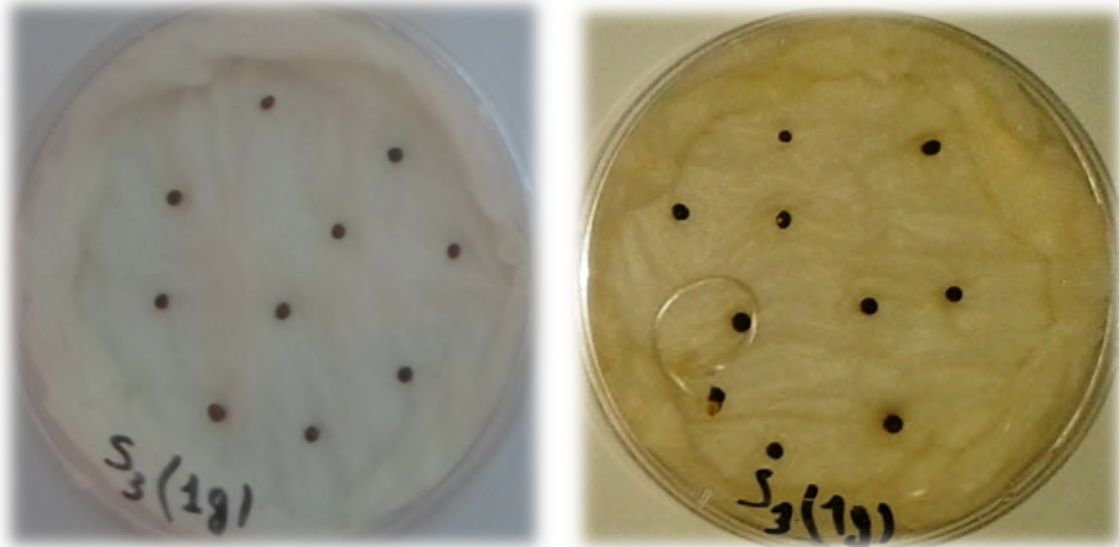


Photo n°76 : Germination des graines, milieu avec concentration salé (NaCl) à 1g/l, après 4 semaines, station de Rachgoun

(Température ambiante à 25°C)

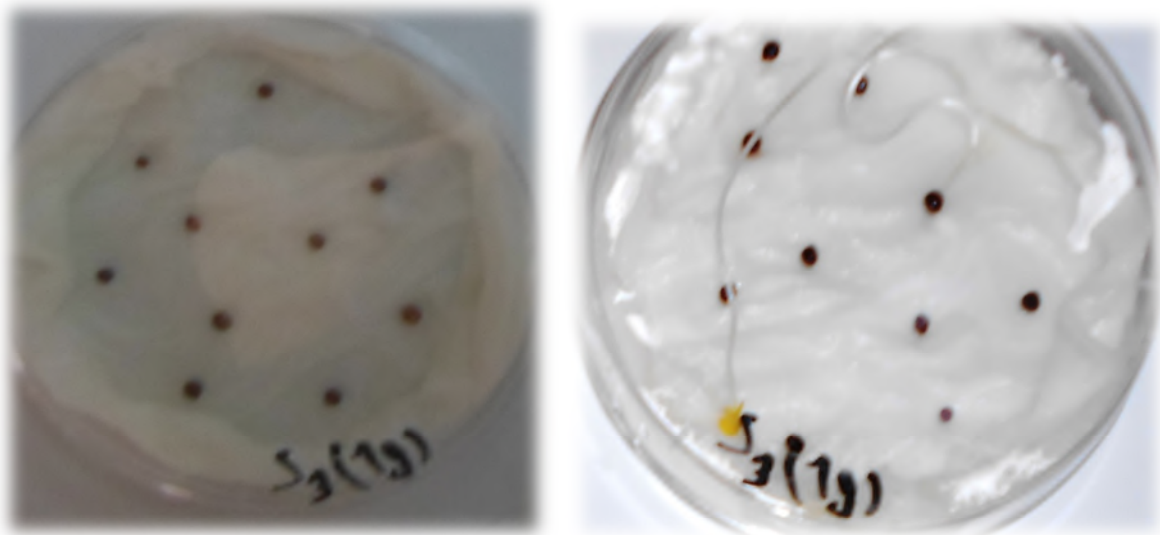


Photo n°77 : Germination des graines, milieu avec concentration salé (NaCl) à 1g/l, après 4 semaines, station de Rachgoun

(Température moyenne à 30°C)

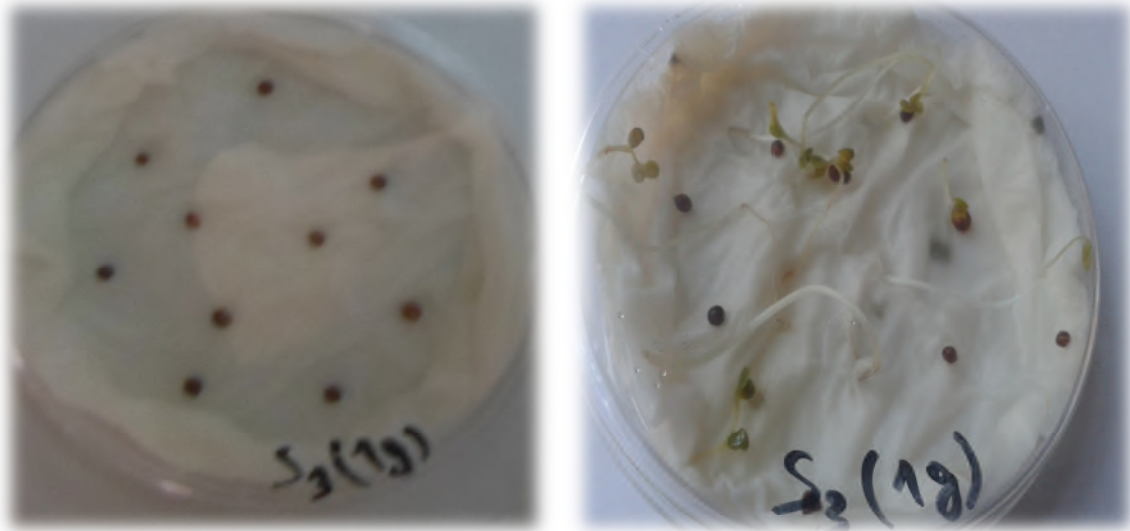


Photo n°78 : Germination des graines, milieu avec concentration salé (NaCl) à 1g/l, après 4 semaines, station de Rachgoun

(Température froide à 4°C)

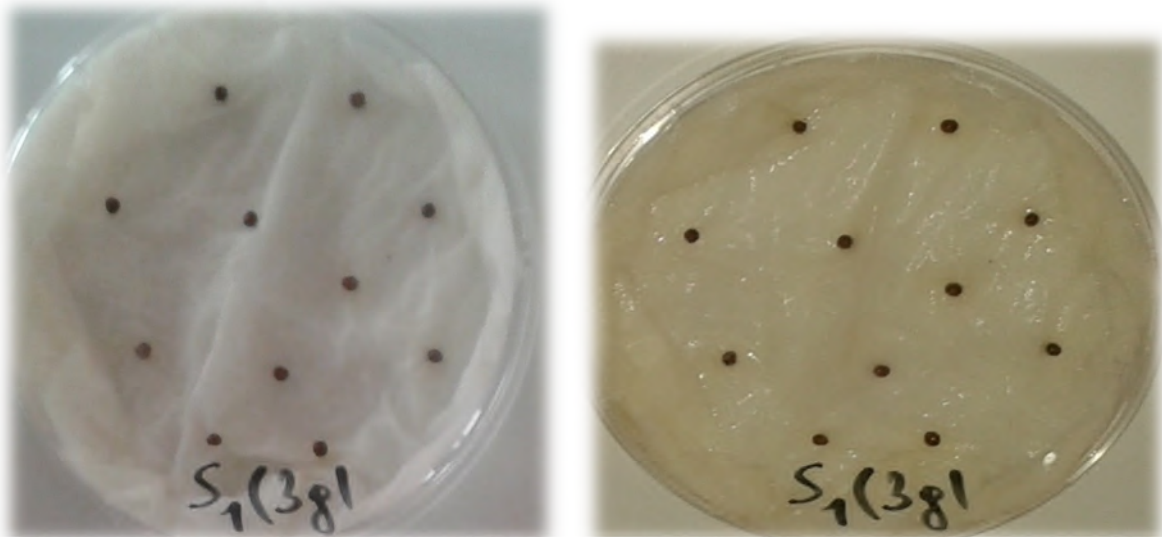


Photo n°79 : Germination des graines, milieu avec concentration salé (NaCl) à 3 g/l, après 4 semaines, station de Zenata

(Température ambiante à 25°C)

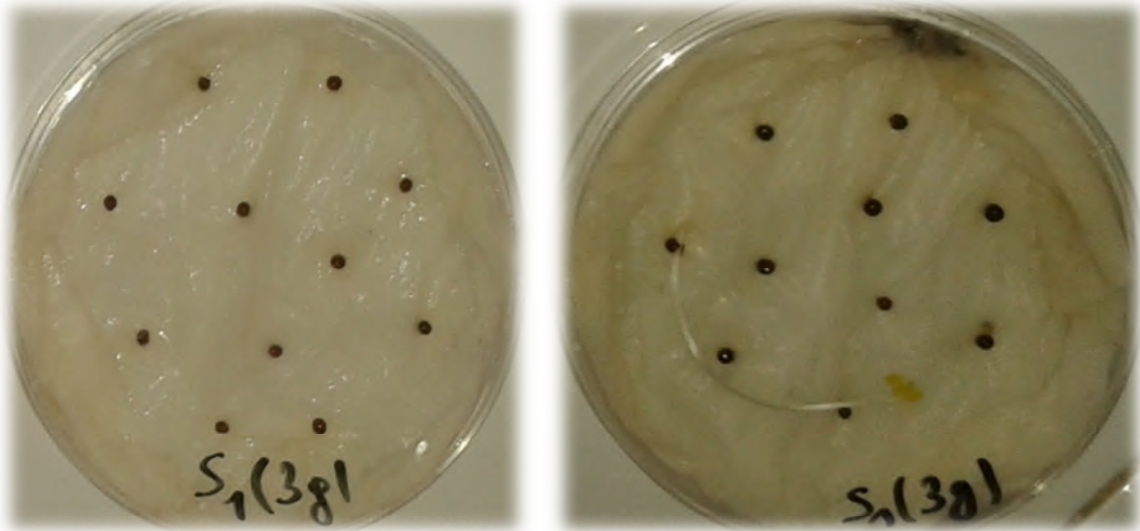


Photo n°80 : Germination des graines, milieu avec concentration salé (NaCl) à 3 g/l, après 4 semaines, station de Zenata

(Température moyenne à 30°C)

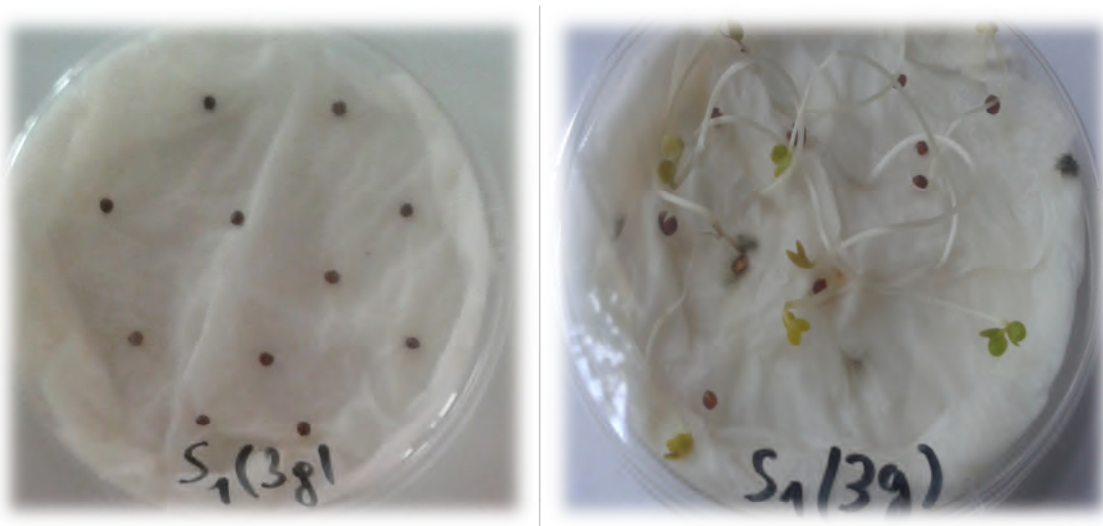
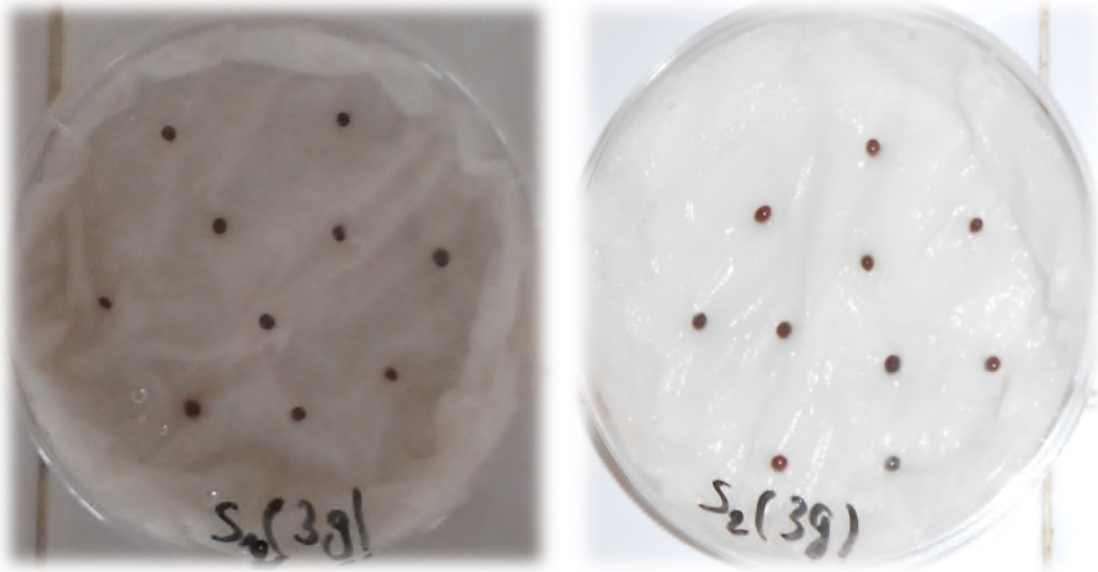
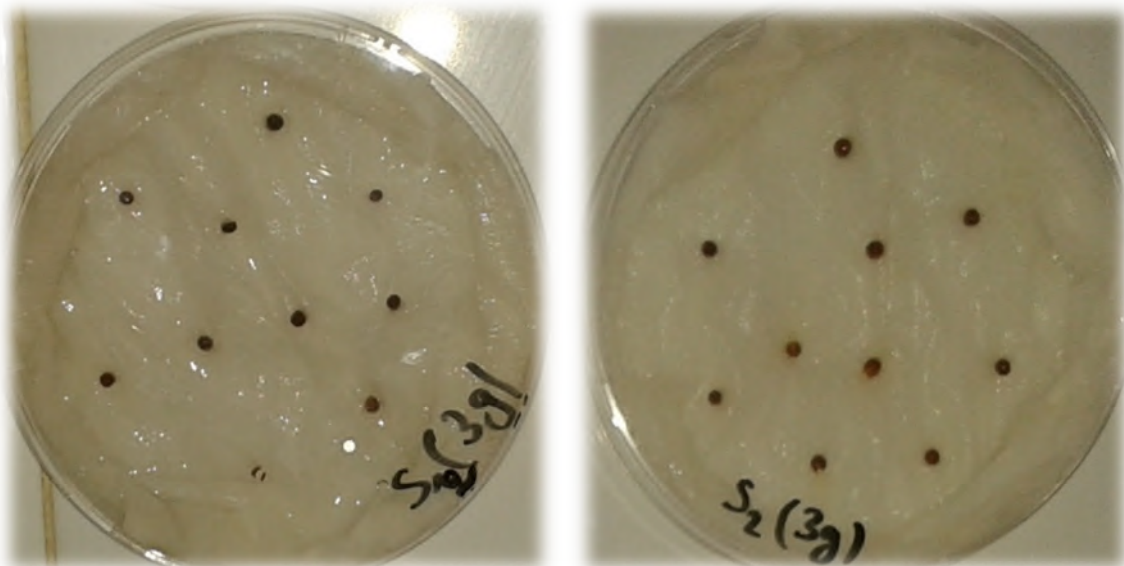


Photo n°81 : Germination des graines, milieu avec concentration salé (NaCl) à 3 g/l, après 4 semaines, station de Zenata

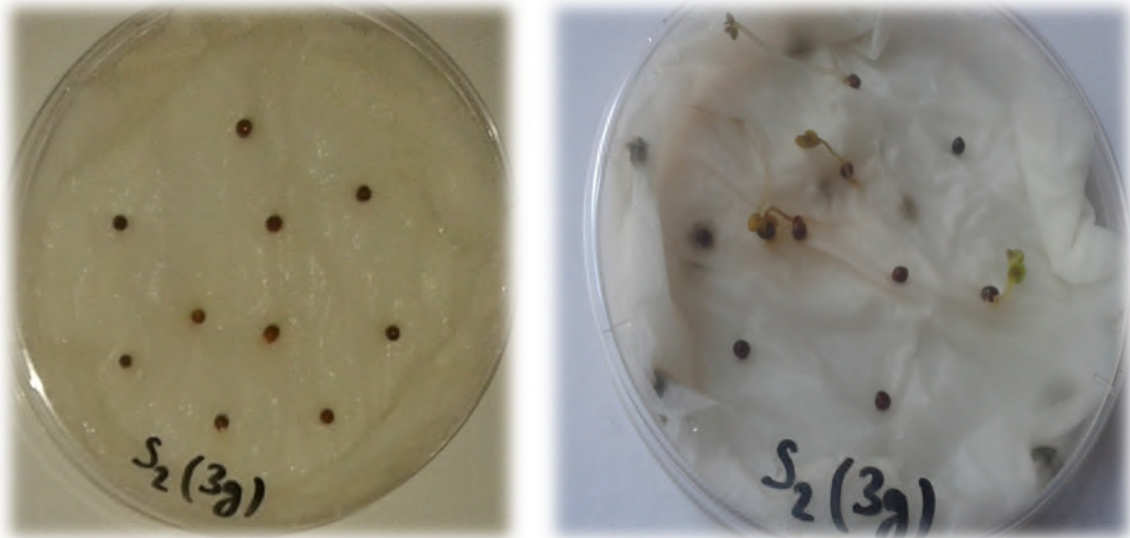
(Température froide à 4°C)



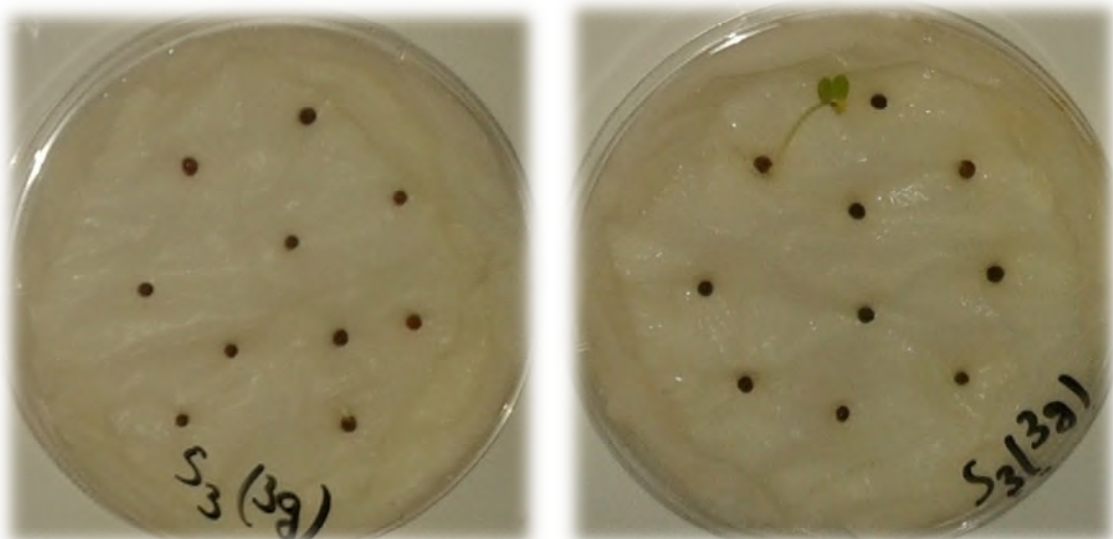
**Photo n°82 : Germination des graines, milieu avec concentration salé (NaCl) à 3 g/l, après 4 semaines, station de Béni-Ghanam
(Température ambiante à 25°C)**



**Photo n°83 : Germination des graines, milieu avec concentration salé (NaCl) à 3 g/l, après 4 semaines, station de Béni-Ghanam
(Température moyenne à 30°C)**



**Photo n°84 : Germination des graines, milieu avec concentration salé (NaCl) à 3 g/l, après 4 semaines, station de Béni-Ghanam
(Température froide à 4°C)**



**Photo n°85 : Germination des graines, milieu avec concentration salé (NaCl) à 3 g/l, après 4 semaines, station de Rachgoun
(Température ambiante à 25°C)**

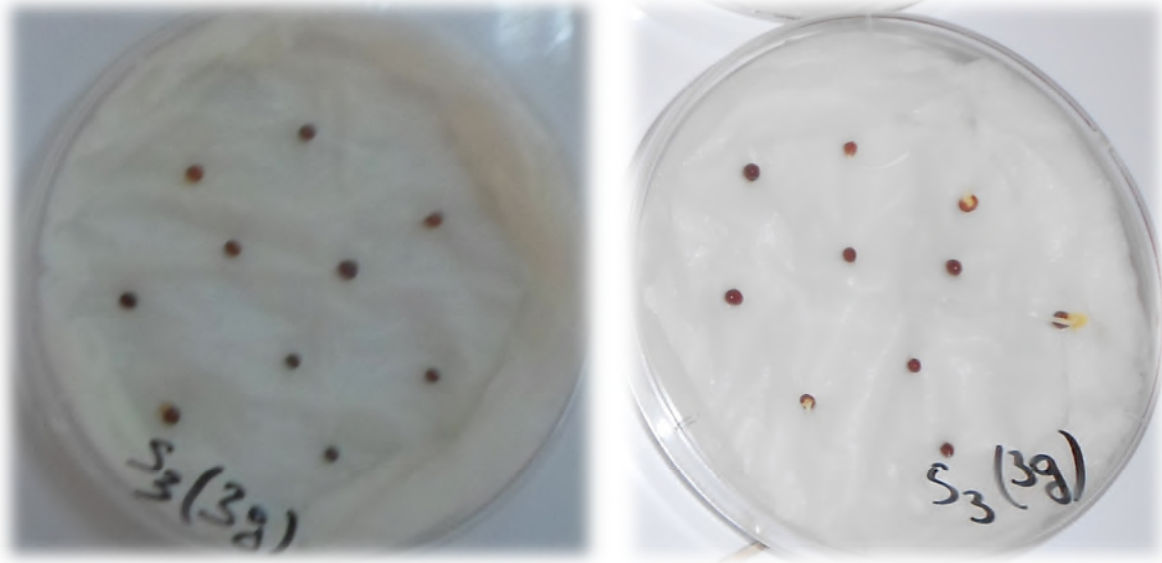


Photo n°86 : Germination des graines, milieu avec concentration salé (NaCl) à 3 g/l, après 4 semaines, station de Rachgoun

(Température moyenne à 30°C)

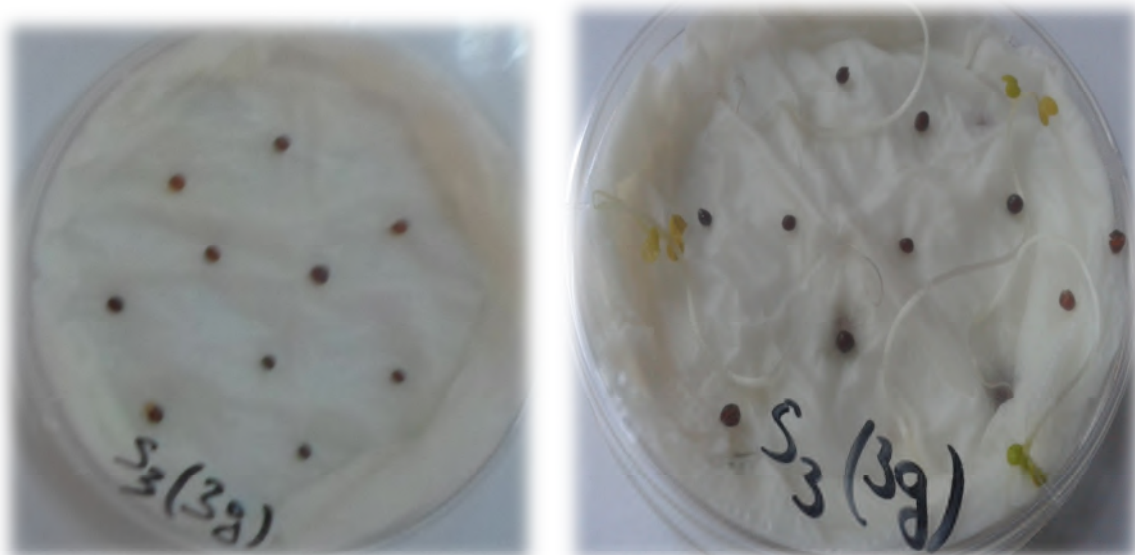
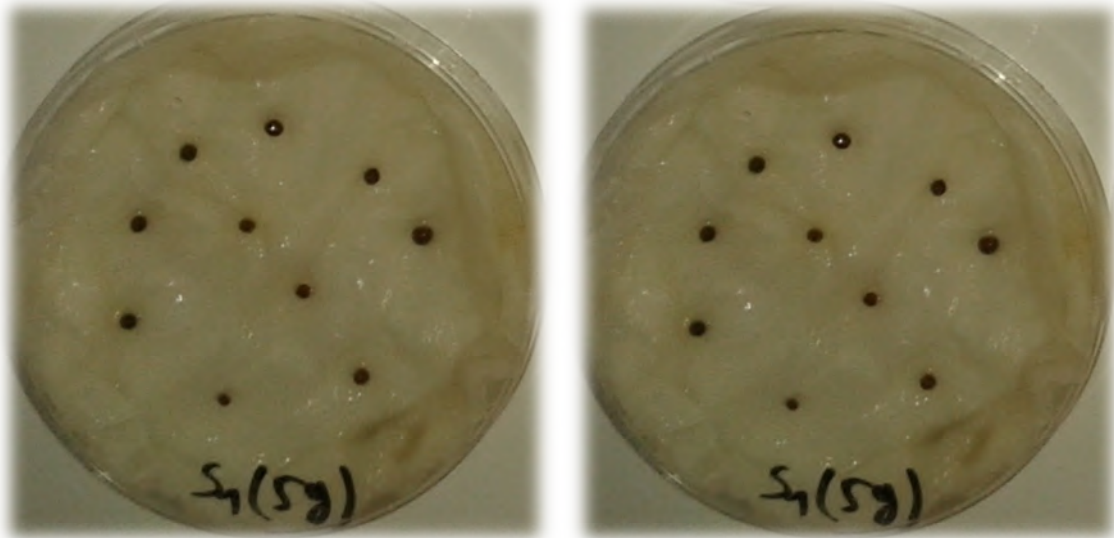
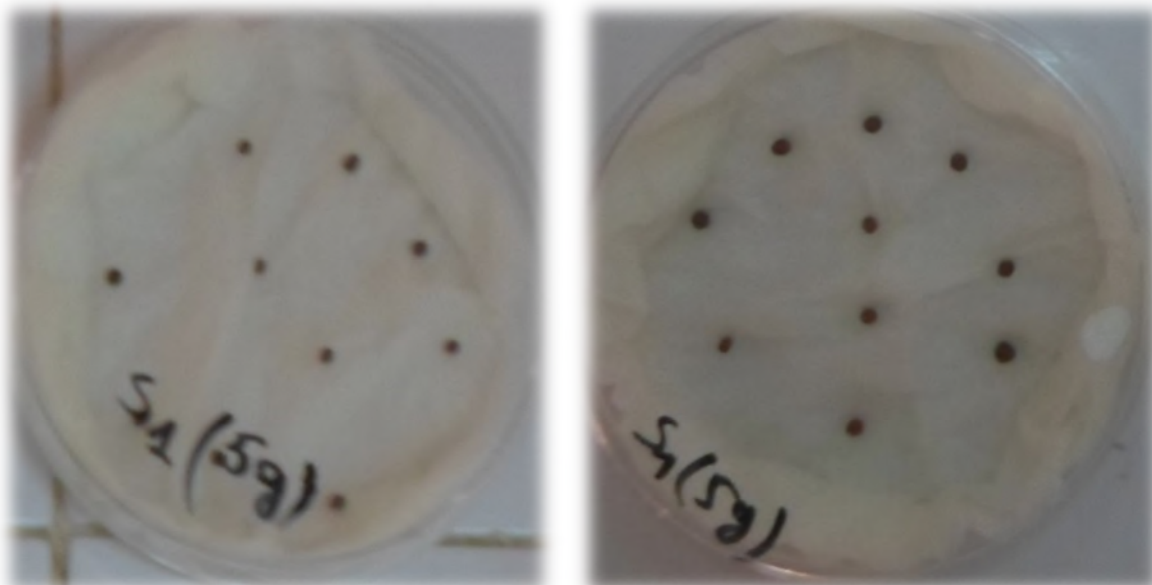


Photo n°87 : Germination des graines, milieu avec concentration salé (NaCl) à 3 g/l, après 4 semaines, station de Rachgoun

(Température froide à 4°C)



**Photo n°88: Germination des graines, milieu avec concentration salé (NaCl) à 5 g/l, après 4 semaines, station de Zenata
(Température ambiante à 25°C)**



**Photo n°89 : Germination des graines, milieu avec concentration salé (NaCl) à 5 g/l, après 4 semaines, station de Zenata
(Température moyenne à 30°C)**

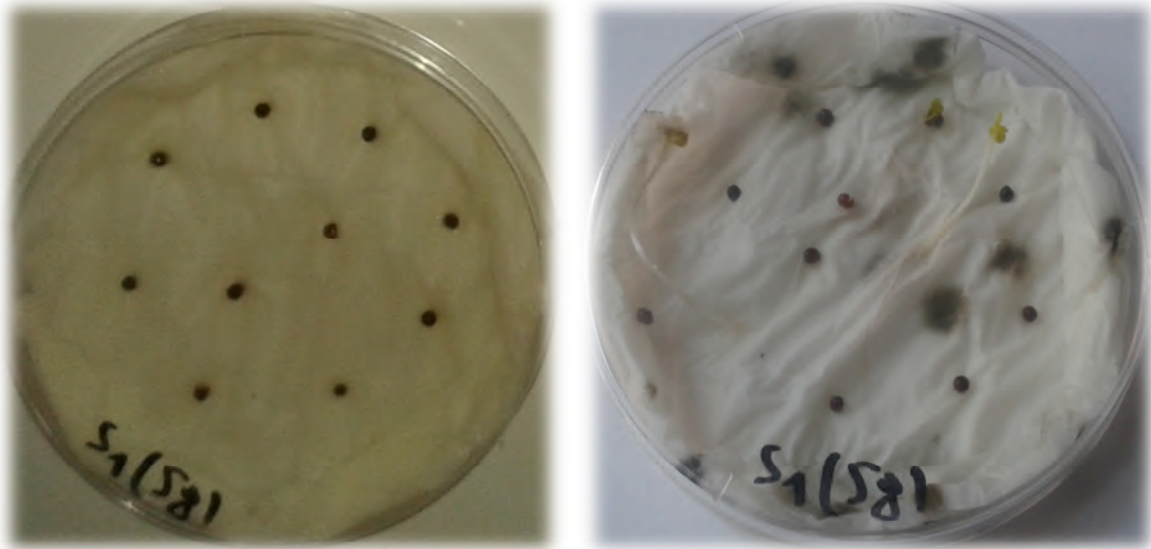


Photo n°90 : Germination des graines, milieu avec concentration salé (NaCl) à 5 g/l, après 4 semaines, station de Zenata

(Température froide à 4°C)

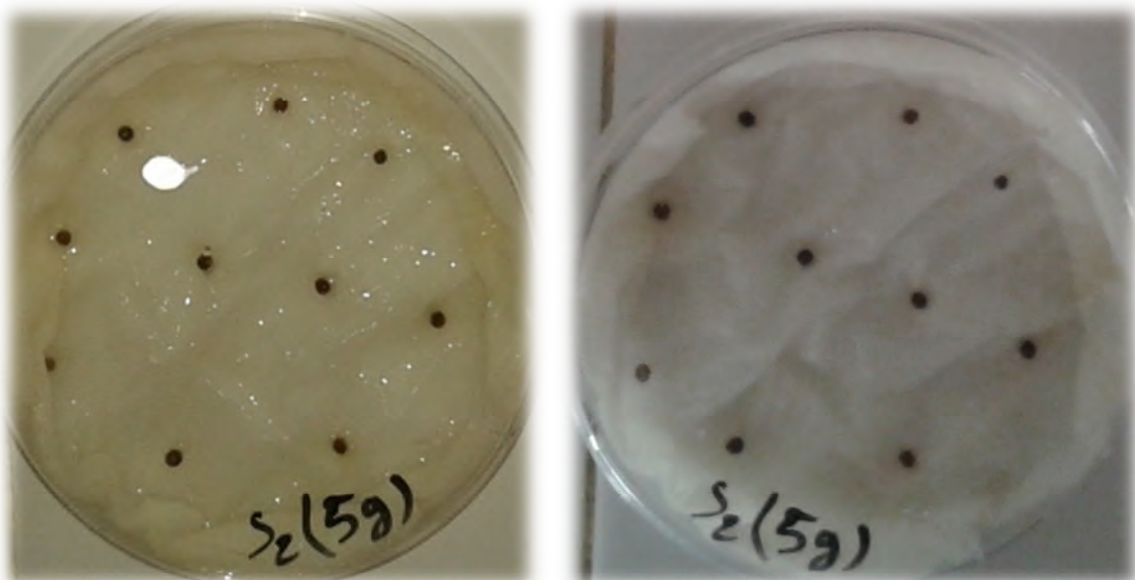


Photo n°91 : Germination des graines, milieu avec concentration salé (NaCl) à 5 g/l, après 4 semaines, station de Béni-Ghanam

(Température ambiante à 25°C)

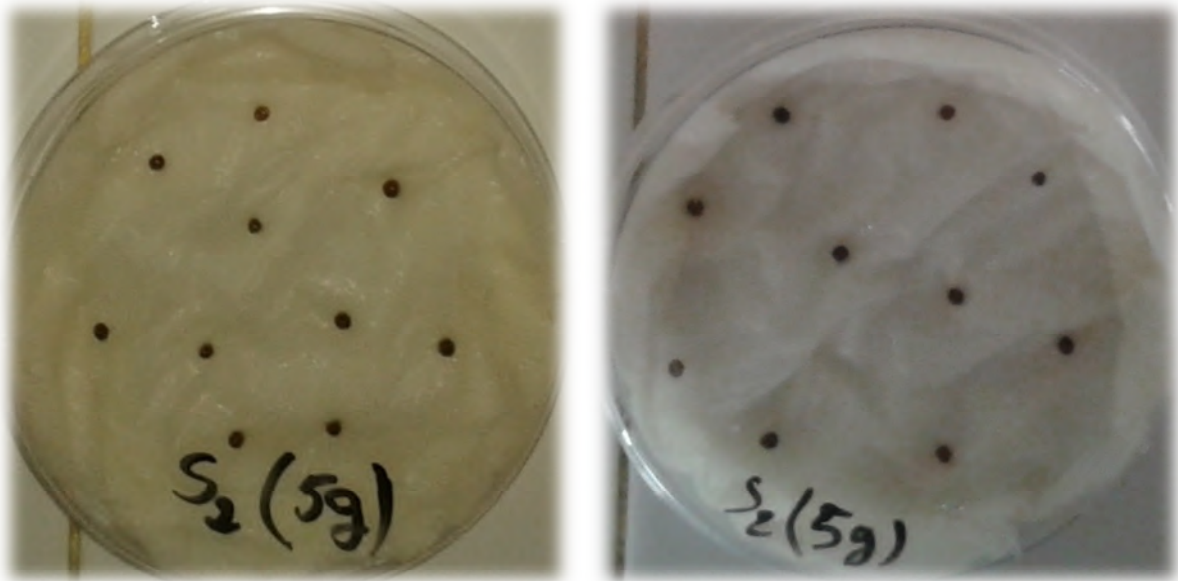


Photo n°92 : Germination des graines, milieu avec concentration salé (NaCl) à 5 g/l, après 4 semaines, station de Béni-Ghanam

(Température moyenne à 30°C)

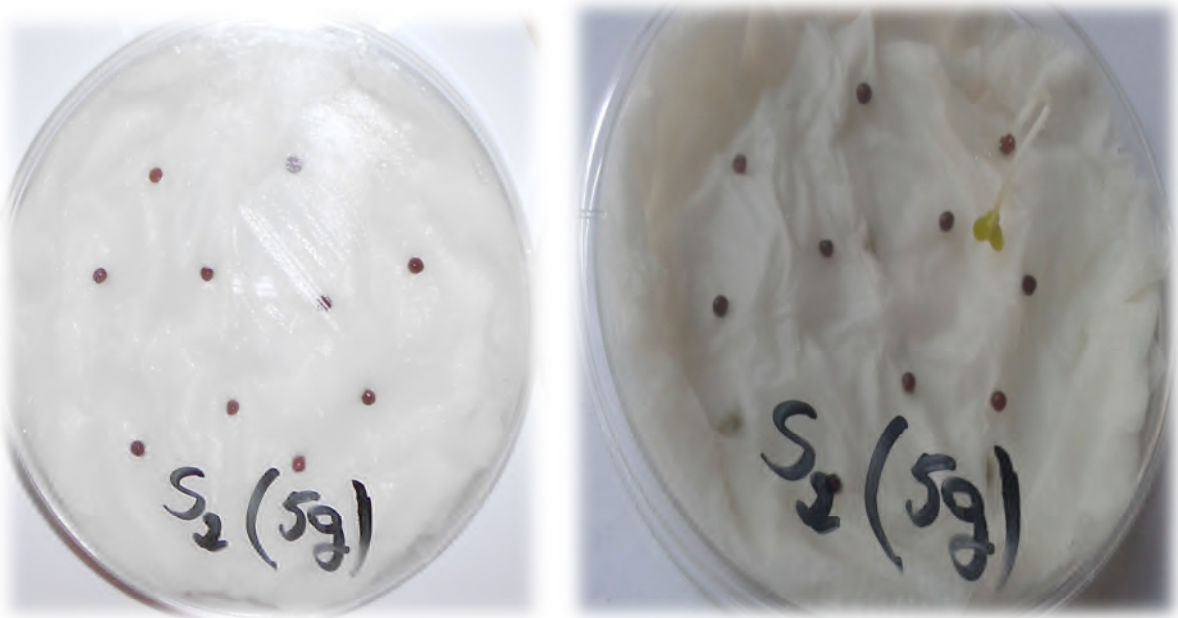


Photo n°93 : Germination des graines, milieu avec concentration salé (NaCl) à 5 g/l, après 4 semaines, station de Béni-Ghanam

(Température froide à 4°C)

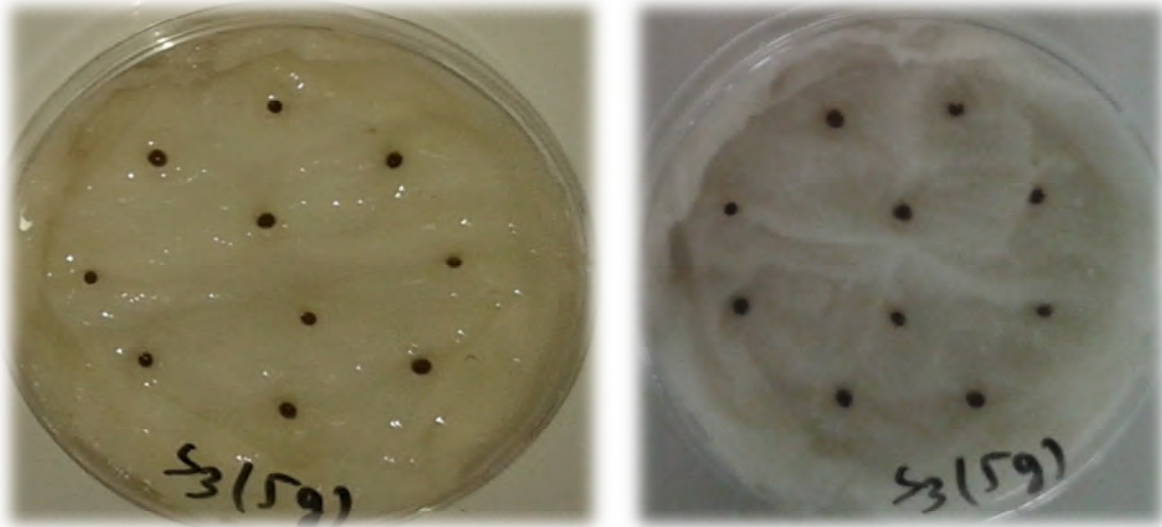


Photo n°94 : Germination des graines, milieu avec concentration salé (NaCl) à 5 g/l, après 4 semaines, station de Rachgoun

(Température ambiante à 25°C)

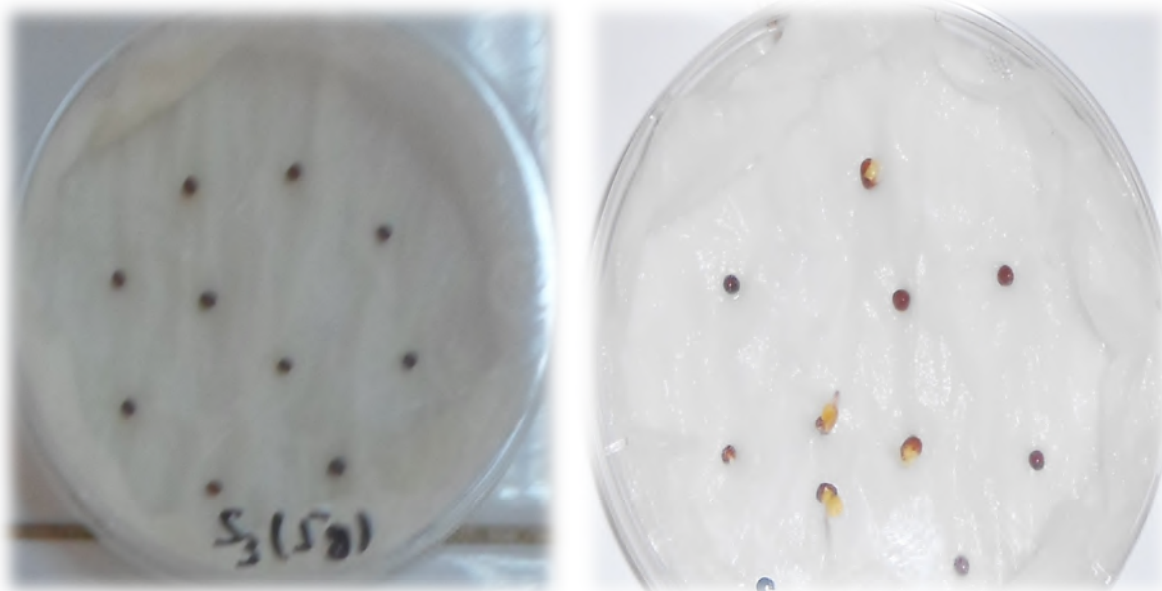


Photo n°95 : Germination des graines, milieu avec concentration salé (NaCl) à 5 g/l, après 4 semaines, station de Rachgoun

(Température moyenne à 30°C)

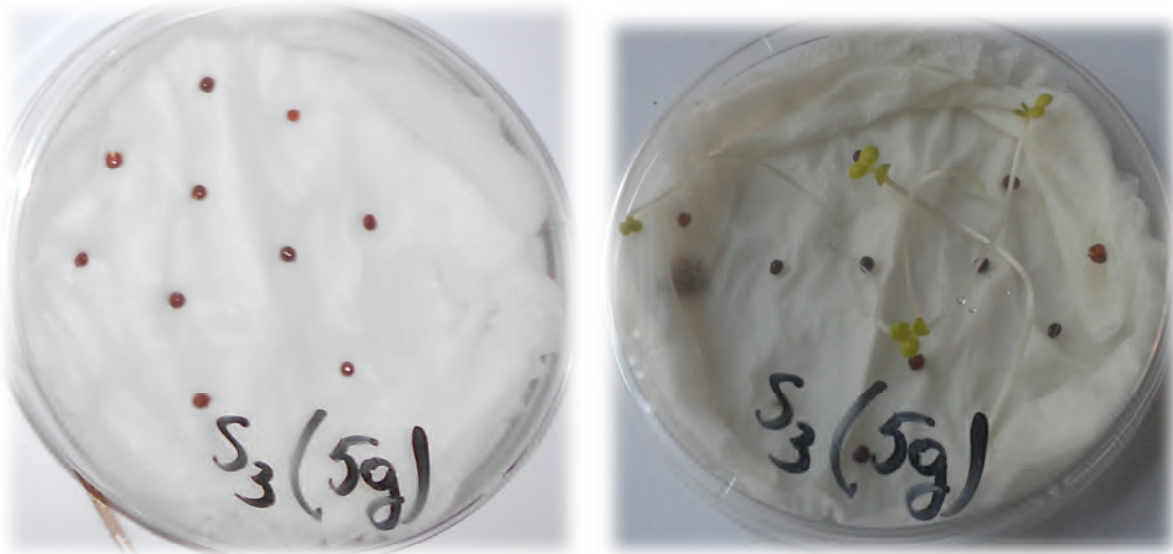


Photo n°96 : Germination des graines, milieu avec concentration salé (NaCl) à 5 g/l, après 4 semaines, station de Rachgoun

(Température froide à 4°C)

VI.2.3. Conclusion :

En ce qui concerne ce stade végétatif, nous avons été amenés à le suivre, il s'agit d'un stade phénologique dans la vie des plantes la germination des graines de *Sinapis arvensis*. Pour étudier ce phénomène nous avons utilisé deux milieux artificiels (gélose nutritive et PDA) de même que l'eau distillée auxquelles nous avons rajouté des concentrations différentes de NaCl (de 1 g/l à 5 g/l).

D'après les résultats obtenus la température influence significativement ce phénomène la germination demeure possible tandis que le froid (4°C) inhibe la germination dans un milieu gélosé.

Comme recommandations dans les travaux de laboratoire, les essais de germination doivent être réalisés dans le maintien des conditions bien définis car la présence d'une seule bactérie ou champignon suffit à envahir un milieu de culture c'est pourquoi il vaut mieux respecter le maximum de règles, quitte à les simplifier, il serait donc nécessaire de veiller à ce que tous les instruments stérilisés soient déposés dans la sphère stérile, de façon à avoir le moindre geste à faire au cours des manipulations et dans l'air stérile.

Conclusion générale

Au terme de cette modeste contribution au cours de laquelle nous avons pu quand même mener une expérimentation in-vitro (développement racinaire et germination de graines de *Sinapis arvensis*).

Cette étude nous permet d'avancer l'argument sur lesquelles les éléments trophiques semblent jouer un rôle non négligeable en milieu nutritive in-vitro chez une espèce *Sinapis arvensis*. Il est certes connu que le développement parfois accru des racines est considéré comme une réponse d'adaptation universelle des plantes en situation de carence nutritionnelle.

La croissance des racines est presque linéaire, le pourcentage d'enracinement peut parfois dépasser les 50%.

De toutes les manières l'augmentation de la taille des racines réagit positivement dans la plupart des cas à ces milieux de culture synthétiques.

Après trois semaines de manipulation, nous avons obtenu des radicules à partir des racines traitées de taille allant de 2 à 10 mm (tableau 14 et 15). On appelle cette phase la rhizogénèse qui représente la phase d'enracinement ou de croissance racinaire. Les mesures ont montré pour certains cas des élongations pouvant atteindre 10 mm et cela dans les deux milieux de culture, c'est-à-dire (05) fois plus la taille initiale. L'effet milieu a été spectaculaire, par ailleurs les variables températures n'ont pas révélé de variations significatives.

Le stade végétatif (germination), a été suivi, il s'agit d'un stade phénologique dans la vie des plantes. La germination des graines de *Sinapis arvensis* utilise deux milieux artificiels (gélose nutritive et PDA) de même que l'eau distillée auxquelles nous avons rajouté du NaCl (de 1 g/l à 5 g/l).

D'après les résultats obtenus la température influence significativement ce phénomène la germination demeure possible tandis que le froid (4°C) ne semble pas tout à fait garantir une germination trop élevée. Il faut remarquer cependant que ces conditions de germination ont été parfois privilégiées où la prolifération microbienne ne s'est pas trop exprimée.

Il demeure nécessaire à notre avis de multiplier :

- Le nombre de stations d'étude,
- Le nombre d'individus plus de 8 pour la rhizogénèse,
- Le nombre de graines plus de dix,

- D'approfondir certaines manipulations avec d'autres milieux nutritifs et certainement un suivi indemne de champignons microscopiques, sur une durée de temps plus longue.

Références bibliographiques

Abi Ayad L. et Bouchenak K. S., 2002 – Transpiration somatique, rhizogénèse, histologie chez les populations de *Malva sylvestris* L. dans la région de Tlemcen ; Mém ; DES. Univ. Tlemcen.

Achour H., Aidoud A., Aidoud F., Bouzenoune A., Dahmani M., Djbaili S., Djellouli Y., Kadik L., Khelifi H., Mediouni K. et Nedjraoui D., 1983 - Carte de l'occupation des terres de l'Algérie – Carte pastorale de l'Algérie, biocénoses, Bull. Ecol. Terr. U.R.B.T., Alger, 132 p.

Adi N., 2001 - Contribution à l'étude bioclimatique des formations à *Salsola vermiculata* le long d'un gradient de salinité dans la région du chott chergui (Sud oranais). Thèse Mag. Fac. Bio. Univ. Alger, 118p.

Aidoud A., 1983 – Contribution à l'étude des écosystèmes steppiques du Sud Oranais: Phytomasse, productivité primaire et application pastorale. Thèse, Doct. U.S.T.H.B. Alger, 250p.

Aidoud A., 1996- Fonctionnement des écosystèmes méditerranéens. Laboratoire d'Écologie Végétale, Université de Rennes I, Conférence 3, 50p.

Aimé S., 1991- Etude écologique de la transition entre les bioclimats subhumides et arides dans l'étage thermoméditerranéen du tell oranais (Algérie-occidentale). Thèse Dct. Fac. Sci. et tech. St-Jérôme, Marseille, 194p + annexes.

Alcaraz C., 1982- La végétation de l'Ouest Algérien. Thèse Doct. Fac. Sci. Tech., St Jérôme. 415p + annexes.

Amato F., Bennici A., Cionini P.G., Baroncelli S., et Lupi M.S., 1977- Nuclear fragmentation followed by mitosis as mechanism for wide chromosomes number variation in tissue cultures: its implication for plant regeneration: In: **SALA F. et al.** (Eds) Plant cell cultures: results and perspectives. Elsevier/North-Holland Press. Amsterdam. 67-72.

Angot A., 1881 - Etude sur le climat de l'Algérie (température, pression barométrique et pluie). Ann. Bull. Cent. Météo Paris B ;7-36.

Anonyme (Bulgarie) ., 1988 -Projet d'aménagement cynégétique de la réserve de chasse Moutas –wilaya de Tlemcen. Lescomplekt-engineering, Vol. 04, Sofia, 99p.

Aubert Guy., 1978 - Méthodes d'analyses du sol. 2 ème Edition. C.N.D.P. Marseille. 199 p.

Aubert G., 1991 – Effet de l'incendie sur les sols forestiers. Symposium « La forêt carbonisée, son présent, son futur » revue- les cahiers du conservatoire du littoral – n° 2 For méd. : vivre avec le feu.

Aubert Guy, 1989- Notion fondamentales d'édaphologie. Fac. Sc et Tech. St Jérôme. Inst. Méd d'éco et de paléo. Marseille. CEDEX 13. PP : 20-25. 77.

Augé R., Beauchesne G., Boccon-Gibod J., Decourtye L., Digat B., Jalouzot R., Minier R., Morand J., Reynoird J. et Strullu D., 1989 - La culture in vitro et ces applications horticoles. 3 ème édition revue, corrigée augmentée. Ed. Tech. Doc. Lavoisier 225 p.

Auge R., Beauchesme G., Boccon-Gibod J., Decompte T., Digaet B., Galandrin J., Minier R., Morand J.Cl. et Vadalie H., 1984 - La culture in vitro et ses applications horticales. Ed. Jb. Baillière, 152p.

Baize D. et Jabiol B., 1995-Guide pour la description des sols. INRA. Paris, 375p.

Baize D., 1990- Guide des analyses courantes en pédologie. Choix expression présentation interprétation. Serv. Etude des sols et de la carte péd. France. INRA. Paris. 172 p.

Bagnouls F. et Gaussen H., 1953 – Saison sèche et indice xérothermique. Bull. Soc. Hist. Nat. Toulouse (88). P : 3-4 et 193-239.

Barbero N., Loisel R. et Quezel P ; 1990 - Les apports de la phytoécologie dans l'interprétation des changements et perturbations induits par l'homme sur les écosystèmes for. méd, S II. PP 194-215.

Bellifontaine R., Gaston A. et Petrucci Y., 1997-Aménagement des forêts naturelles des zones tropicales sèches, Cahier de la FAO, CIRAD, SLU, SIDA, Rome, 316p.

Benabadji N., 1991– Etude phytoécologique de la steppe à *Artemisia herba-alba* Asso. Au Sud de Sebdou (Oranie, Algérie). Thèse. Doct. Sci. Univ. Aix Marseille. X. 119p +annexes

Benabadji N., 1995 - Etude phyto écologique des steppes à *Artemisia herba-alba* Asso. et à *Salsola vermiculata* L. au Sud de Sebdou (Oranie-Algérie). Thèse Doct. Es- Sci. Univ. Tlemcen, 158p. + annexes

Benabadji N. et Bouazza M., 2000 -Contribution à une étude bioclimatique de la steppe à *Artemisia herba-alba* dans l'Oranie (Algérie occidentale). Revue Sécheresse. 11 (2) p : 117 -123.

Benabadji N., et Bouazza M., 2001 – L'impact de l'homme sur la forêt dans la Région de Tlemcen. For. Méd. XXII. n° 3, Nov 2001. Pp : 269-274

Benabadji N. et Bouazza M., 2002. – Contribution à l'étude du cortège floristique de la steppe au sud d'El-Aricha (Oranie – Algérie). Sci. Techn. N° 17 spécial D: 11-19.

Benabadji N., Bouazza M., Merzouk M., et Ghezlaoui B.,2004 –Aspects phytoécologiques des Atriplexaies au Nord de Tlemcen (Oranie, Algérie). Rev. Sci et Tech. N° 22. Constantine. PP : 62-79

Bendimerad S.D., Taleb Bendiab.A.K., Benabadji N et Fernandez X., Vallette L., Lizzani-Cuvellier et Benabadji N., 2005 - Composition and Antibacterial Activity of *Pseudocytisus integrifolius* (Salisb) essentiel, Oil from Algeria Jour. Agric. Food Chem.N°53pp.2947-2952

Benabadji N et Bouazza M., 2007- L'impacte de la sécheresse sur les massifs pré-forestiers, Algérie Occidentale. XXe siècle. Ed. *Hermattan*, groupe d'histoire des forêts,85-100.

Boccon-Gibod J., 1984 -Régénération du Crosne du Japon (*Stachys sieboldii* Miq.) par culture de méristème : multiplication et conservation in vitro des clones. In : Congrès sur l'application de la culture in vitro à l'amélioration des plantes potagères EUCARPIA section légumes, Versaikes. 31- 41.

Bortoli C., Gounod M. et Jacquinet J.C., 1969 - climatologie et bioclimatologie de la Tunisie septentrionale. Ann. Inst. Rech. Agron de Tunisie. 42.1; 235 p+ annexes.

Bouazza M ., 1990 – L'effet de la pression anthropozoogène sur l'évolution de la végétation steppique - Communication séminaire Maghrébin, Tlemcen-Algérie.

Bouazza M., 1991 – Etude phytoécologique de la steppe à *Stipa tenacissima* Asso. Au Sud de Sebdou (Oranie, Algérie). Thèse. Doct. Sci. Univ. Aix Marseille .X. 119p + annexes

Bouazza M., 1995 - Etude phytoécologique des steppes à *Stipa tenacissima* L. et à *Lygeum spartum* L. au Sud de Sebdou (Oranie-Algérie). Thèse Doct. Es-Sci. Univ. Tlemcen, 153 p. + annexes.

Bouazza M. et Benabadji N., 2010 -Changements climatiques et menaces sur la végétation en Algérie occidentale. Changements climatiques et biodiversité. Ed. Vuibert –AFAS. Paris, pp:101 –110.

Bouazza M. et Benabadji N., 1998 -Composition floristique et pression Anthropozoïque au Sud- Ouest de Tlemcen”. Rev. Sci. Techn. N°10. Constantine, pp.93-97.

Bouazza M., Loisel R., et Benabadji N., 2001 – Bilan de la flore de la région de Tlemcen (Oranie- Algérie). Forêt méditerranéenne XXII, n° 2, 7, pp : 130 - 136.

Bouchet C., et Maurin G., 1997 - Mauvaises herbes des cultures .Ed le carrousel, CTA, Paris : 56-63.

Boudy P., 1948 - Économie forestière nord-africaine. T.1 : Milieu physique et milieu humain.

Boulay J., 1993 - La culture in vitro et ses applications à des plantes

carnivores. Club Drosera de Metz. Univ. Nancy 1.

Bouxin G., 1975 - Ordination and classification in the savanna vegetation of the Akagera park (Rwanda, Central Africa). *Vegetatio* 30 : 155-167.

Bouxin G., 1991 - La végétation aquatique et du bord de l'eau dans le bassin versant du Bocq (Condroz, Belgique). *Revue des Sciences de l'Eau* 4 : 185-210.

Boxus P., 1995 - Multiplication végétative : micro-propagation et embryogénèse somatique in biotechnologies végétales. BV 93, Ed Cnep. Aupelf-Uref. 191p.

Bucfhanan G., 1973 - Crop loss assessment methods. F.A.O. Manuel fiche n°97.

Camefort H., 1977 - Morphologie des végétaux vasculaires. Ed Doin. 418p.

Carem C., 1990 - Les adventices des cultures méditerranéennes en Tunisie, leurs plantules, leurs semences. Ed- Publication agricole AGCD n° 26, Bruxelles, Belgique. 399 p.

Casagrande A., 1934 - Die ornamente methode zûm bestimmung der Kouruverbeiling von boden. Berlin. 66 p.

Colin J., 1970 - P. Nouveau dictionnaire des difficultés du français, Hachette Tchou.

Conrad V., 1943 - Usual formulas of continentality and their limits of Validity. *Frans. Ann. Geog-Union*, XXVII, 4. p: 663 -664.

Chaabane A., 1993 - Etude de la végétation du littoral septentrionale de Tunisie : Typologie, Syntaxonomie et éléments d'aménagement. Thèse Doct. Sc. Univ. Aix-Marseille III, 205p+ annexes.

Cragg G. M. et Newman D. J., 2001 - Pharmaceutical Biology, Vol. 39, 8-17, *Chem. Br.*, Vol. 37, 22-26.

Debrach J., 1953 - Notes sur les climats du Maroc occidental, Maroc méridional. PP : 32-342 ; 1122-1134.

Dagnelie P., 1970 - Théorie et méthode statistique. Vol.2 Ducolot, Gembloux. 415p.

De Jonc E., Ballantyne K., Cameron D et Readd W., 1979 - Measment of Apparent Electrical Conductivity of Soils by an Electromagnetic Probe to Aid Salinity Surveys. *Soil Sci. Soc. Sun. J.* 43: 810-812.

Djebaili S., 1984- Steppe Algérienne, phytosociologie et écologie O.P.U. Alger. 127 p.

Delabraze P et Valette J.C., 1974 – Etude de l'inflammabilité et combustibilité. Consultation FAO sur les incendies de forêt en méditerrané.

Daniel Cloutier Ph., 2007- Institut de malherbologie et Anne Weill, Ph. D., agr. club agro-environnemental Bio-Action

Dureux P., 1991- Précis d'écologie. Ed Paris. 131p.

Edwards M., 1980 - Aspects of the population ecology of charlock. J.Appl. Ecology, 17 : 151-171.

Ellenberg H., 1956- Aufgaben und Methodender vegetation Skinned. Ulmer, Stuttgart. 136p.

El-Oukidi N., 1998 - Contribution à une étude morpho-histométrique de *Malva sylvestris* L. dans la région de Tlemcen. Mém.DES physio. vég. Univ. Tlemcen, 120p.

Emberger L., 1930 – Sur une formule climatique applicable en géographie botanique. C. R. A.PP : 389-390

Emberger L., 1930 - La végétation de la région méditerranéenne. Essai d'une classification des groupements végétaux. Rev. Géo. Bot. 42. pp : 341–404.

Emberger L., 1942 - Un projet de classification des climats du point de vue phytogéographique. Bull. Sc. Hist. Nat. Toulouse, 77. pp : 97-124. 45.

Emberger L., 1954 – Une classification biogéographique des climats. Rec. Trav. Lab. Bot. Géol. Zool. Univ. Montpellier. Série Bot. n°7. pp: 3-43.

Emberger L., 1955 – Une classification biogéographique des climats. Recueil. Trav. Lab. Géol. Zool. Fac. Sci. Montpellier. pp: 3-43.

Evens D., Sharp W et Flien C., 1981 - Growth and behavior of cell cultures: embryogenesis and organogenesis in plant tissue culture, methods and application agricultures. Throupe T. A. Ed Academic press. PP 45 – 113.

- Ferry M., Bouguedoura N., et El Hadrami I., 1998** -Patrimoine génétique et technique de propagation *in-vitro* pour le développement de la culture du palmier dattier. Numéro spécial oasis. Rev. Sech. 9 (2):139-146.
- Ferouani F., 2001**- Contribution à une étude écologique et syntaxonomiques du parc de Tlemcen (versant Nord) .Mém. Ing. Ecol. Univ. Tlemcen, 160p.
- Frontier S., 1983**- Stratégies d'échantillonnage en écologie. Ed. Mars et Sie. Coll. Décol. Press. Univ. Laval .Quebec. pp : 26-48.
- Gomez-Campo C., 1999**- Biology of *Brassica coenospecies*. Elsevier, Amsterdam.
- Gounot M., 1969** - Méthodes d'études quantitatives de la végétation.Ed Mass . Paris. P 314 p.
- Guinochet M., 1973** - Phytosociologie .Ed Masson et Cie Paris. 227 p.
- Hadjadj Aouel S., 1995** – Les peuplements du thuya de Berbérie (*Tetraclinis articulata* Vahl. Master) en Algérie. Phyto-écologie, syntaxonomie, potentialités sylvicoles. Thèse Doct. Es - Sci. Univ. Aix-Marseille III, 155 p. + annexe.
- Haicour R., 2002** - Biotechnologie végétale : technique de laboratoire. Ed Tec et Doc Montréal AUF, 2002(université francophones ISBN 2-7430-0560-2).275p.
- Haines H., 1995** - The ecology of running waters. Liverpool University Press, Liverpool. 555p.
- Hall JC., Sytsma KJ., Iltis HH., 2002** - Phylogeny of Capparaceae and Brassicaceae based on chloroplast sequence data. Ann. J. Bot. 89: 1826-1842.
- Hanf M., 1982**- Les adventices d'Europe- Leurs plantules, leurs semences. Ed. BASF, 490p.
- Halimi A., 1980** – L'atlas Blidéen : Climats et Etages Végétaux. Ed. O. P.U. Alger, 484 p.
- Haas Liu Y. et Stokes L., 2006.** - An estimator of number of species from quadrat sampling. Biometrics 62: 135-141.
- Hebert Y., Lefort-Buson M., Damaerval M., 1993** - Les outils d'évaluation de la diversité génétique. Agronomie. 8(3): 173-178.

Heller R., 1953 - Physiologies végétale. Ann. Sci. Nat. Bot. Biol. Veg. 14:1-223.

Heller., 1990 - Physiologie végétale et développement 4^{ème} Éd. Mass., 270p.

Heltsche J et Forrester N., 1983. - Estimating species richness using the jackknife procedure. Biometrics 39: 1-12.

Hireche A., 1995 – Sur la notion de valeur pastorale. U.R.B.T. Alger.

Jauzein PH., 1995 - La flore des champs cultivés. Ed - INRA, Paris .898p.

Jauzein PH., 1987 - Monographie des mauvaises herbes, la moutarde des champs. FOGG, 1950 et BUCHLI, 1936.

Jay allmand C., Capelli P. et Cornu D.,1992 - Root development of in vitro hybrid walmout microcutting in vermiculite containing gelrite medium. Station d'amélioration des arbres forestières INRA,45160.Ardon France. Scienda horticultura. 51(3-4) : 335-342.

Jay allmand C. et Capelli P., 1997-La multiplication végétative in-vitro, base méthodologique. D.E.A. Ressources génétiques et Amélioration des plantes. INA Paris Grignon.101p.

Kaid Slimane A., 1999- Approche bioclimatique et relation sol-végétation dans les formations halophiles au Nord de Tlemcen, Mém. Ing. Ecol. Unv. Tlemcen 99 p.

Kirkby J. et Mengel K., 1979 - Plant nutrition. Eds. McMillian. XYLondon-530p.

Lambinon J., Delvosalle L., et Duvigneaud J., 2004 - Nouvelle flore de la Belgique, du Grand-Duché de Luxembourg, du Nord de la France et des Régions voisines. Jardin Botanique National de Belgique. Meise.

Le Houerou H.N., 1975 - Le cadre bioclimatique des recherches sur les herbacées méditerranéennes. Geografili. Florence XXI.

Le Houerou H.N., 1969 – La végétation de la Tunisie steppique. Ann. Inst. Nat. Rech. Agr. Tun. 42, 5. pp : 1-624

Le Houerou H.N., 1980 – Browse in Northern Africa. In **Le Houérou** (ed) Browse in Africa. Internat, 315p

Letreuche Belaroussi N., 1995 – Reflexion autour du développement forestier : les zones à potentiel de production, les objectifs. O. P.U. Alger. 52 p.

Lutman P., Cussans G., Wright K., Wilson B., et Lawson H., 2002-The persistence of seeds of 16 weed species over six years in two arable fields. Weed research, 42: 231-241.

Maarel E., 2005 - Vegetation ecology- an overview. In Vegetation Ecology. Edited by E. vander Maarel. Blackwell Publishing. 1-51.

Mac Garthy O., 1853 -Observations sur le climat de Tlemcen .rev. orientale

Mamarot J., 1990-1997 - Mauvaises herbes des cultures. ACTA n°: 106-167

Margara F., 1982 - La multiplication végétative in-vitro. Aspects généraux. Agro 15 :701-711.

Margara F., 1989 - Bases de multiplication végétative : les méristèmes et l'organogénèse.Ed INRA, Paris.262p.

Margara G. et Pillat H., 1983 - Le choix de la composition minérale du milieu en culture in vitro. Exemple du Bergo nia .C.R.Acad. Agriculture de France,69 (14) :1145-1153.

Medail F. et Quezel P., 1996- Signification climatique et phytoécologique de la redécouverte en France méditerranéenne de *Chamaerops humilis* L.C. Acad. Sci. Paris. Sciences de la vie.319.pp ;139-145.

Mingoti, S.A. et MeedenG., 1992 - Estimating the total number of distinct species using presence and absence data. Biometrics 48: 863-875.

Monnier M., 1971- Action des conditions de stérilisations sur la valeur nutritive des milieux utilisés pour la culture des embryons isolés de *Capsella bursapastoris*, Rev. Gén. Bot. 78 : 57-60.

Monnier M., 1995 - Culture of zygotic embryos. In: THORP T.A. (Eds), In vitro embryogenesis in plants. Kluwer academic Publisher, Dordrecht. Netherlands.117-153.

Morel M., 1956 - Nouvelles méthodes permettant de réaliser des cultures de tissus végétaux. Rev. Gén. Bot., 63:314-325.

Munsell., 1992- Soil color charts. Ed. Macbeth. Division of Kollmorgen. Instruments Corp. New York.

Murashing et Skoog F., 1962 - Revised medium for rapid growth and bioassay with tobacco tissue cultures. *Physiologia Plantarum*.15 (3):473-97.

Orlóci L., et Kenkel N., 1985. - Statistical Ecology Monographs. Vol. I. Introduction to data analysis. International Co-operative Publishing House: 339 pp.

Patrice W., 2003-Thèse de doctorat, Université de Lausanne.

Peguy Ch. P., 1970 -Précis de climatologie. Ed. Masson et Cie. 444 p.

Pichersky D et Gang R., 2000-TIPS, Vol. 5, 439-445.

Podani J., 2000- Introduction to the exploration of multivariate biological data. Backhuys Publishers, Leiden. 407 pp.

Poissonet J et Poissonet P., 1969 – Etude comparée de diverses méthodes d'analyse de la végétation des formations herbacées denses et permanentes. C. E. P. E. CNRS, Montpellier, 120 p.

Pollard F., et Cussans G., 1981 - The influence of tillage on the weed

Flora in a succession of winter cereal crops on a sandy loam soil. *Weed*

Research, 21: 185-190.

Quezel P., et Santa S., 1962-Nouvelle flore de l'Algérie et des régions désertiques méridionales T2. Ed. CNRS, Paris, 594 p.

Quézel P., 1964 – Incendies climatologiques de l'utilisation des sols par l'homme dans le monde méditerranéen protohistorique. *Mediterranea*. 2p.

Quezel P., 1981 - Flore et végétation de l'Afrique du Nord, leur signification en fonction de l'origine, de l'évolution et des migrations des flores et structures de végétation passées – *BOTHALIA*, 14. Pp : 411-416.

Quezel P., 2000 - Réflexion sur l'évolution de la flore et de la végétation au Maghreb Méditerranéen. *Ibis*. Press. Ed. Paris 117.

Quézel P. et Médail F., 2003- Écologie et Biogéographie des forêts méditerranéennes. Paris, Elsevier.

Rieu M. et Chevery C., 1976 - Mise au point bibliographique sur quelques recherches récentes en matière de sols salés. Cah. O.R.S.T.O.M. Sér. Pédologie. XIV. N°1. Pp : 39-49.

Roberts H. et Boddrell J., 1983. - Seed survival and periodicity of seedling emergence in eight species of Cruciferae. Annals of Applied Biology, 103 : 301-309.

Saadi A., 1991-Régénération de plantes de pois *Pisum sativum* L par embryogénèse 121 somatique. Thèse de doctorat. Paris Grignon.162p.

Sainthillier A. et Qabaud P., 1861–Note météorologique sur Tlemcen.

Sauvage ch., 1961 –Recherches géobotaniques sur le chêne liège au Maroc. Thèse Doct. Etat, Montpellier, Trav. Inst. Sci. Chérifien, Série Botanique, PP. 21–462.

Sauvage Ch. et Daget P., 1963 – Le quotient pluviothermique d'Emberger, son utilisation et la représentation de ses variations au Maroc. Ann. Serv. Phys. Gl. Meteorol. 20: 11-23.

Scherrer B., 1984. – Biostatistique – Gaëtan Morin, 850 p.

Schmid J., et Keller E., 1984-Nouvelles possibilités pour l'amélioration et la multiplication des plantes: les cultures de tissus et de cellules. Revue Suisse Agriculture.13 (6):265-272.

Schranz ME., Mitchell-Olds T., 2006 - Independent ancient polyploidy events in the sister families Brassicaceae and Cleomaceae. Pl. Cell 18: 1152-1165.

Seltzer P., 1946 -Le climat de l'Algérie. Inst. Météor. et de Phys. du Globe. Alger.219P.

Sema J. et Demarly Y., 1998- Experimental and theoretical approach of in vitro variations. In: CEC symposium somaclonal variation and crop improvement. 1985, Gembloux, Belgique. 84-99.

Semal., 1998-Reproduire à l'identique : Mythe et réalité .Cahier Agriculture. (7) :6-8.

Skirvin R., Cogner M., Norton A., Motoika S., et Gorvin D., 2000- Somaclonal variation: do we know what causes it. Agbiotech net. V12 ABNO 48.

Stevens PF., 2001. - Onwards. Angiosperm Phylogeny Website. Version 9, June 2008 (www.mobot.org/MOBOT/research/APweb/).

Tatoni TH. et Barbero M., 1990 – Approche écologique des incendies en forêts méditerranéennes. Ecol. Méd. XII (3/4). Pp: 78 – 99p. Trav. Labo.géol.Zool. Sci. Montpellier. 48p.

Tedonkeng E., Yonkeu et Sipowo Th., 1986 – Aire phytosociologiques minimale de la strate herbacée de quelques formations pastorales du plateau d l'Adamaoua Cameroun. P. et Tech. Sci. Zootech. Vegetal. Oecol. Plant. , 3, 185-212.

Thinthoin R., 1910 -Les aspects physiques du Tell Oranais, 86 cartes et fig, 82 ph. Pl (Thèse doctorat es lettres. Fouques. Oran

Tricart J., 1996 -Géomorphologie et sols de l'Ouest du Nord de l'Afrique du Nord. Ed. Armand Colin.

Vernet J.L., 1997 – L'homme et la forêt méditerranéenne de la préhistoire à nos jours. Ed. Errance. Paris, 248 p.

Volcani Z., Riker A.J et Hildebrandt A.C., 1953-Destruction of various tissues in culture by certain bacteria. Phytopatol., 43:92-94.

Walter., 1960- Areaikunde. Stuttgart, Verlag, Eugen Ulmer.478p

Warwick S., Beckie, Thomas A., et Mc Donald T., 2000– The Biology of
Journal of Plant Science 80: 939-961.

Wikström N., 2001 - Evolution of the angiosperms: Calibrating the family tree. Proc. Roy. Soc. London B. 268: 2211-2220

Wikström N., Savolainen V. et Chase M., 2001- Evolution of the angiosperms: Calibrating the family tree. Proc. Roy. Soc. London B. 268: 2211-2220.

Williams B.G. et Hoey D., 1982 –An electromagnetic induction technique for reconnaissance surveys of soil salinity hazards. Austr. J. Soil Res, 20. p : 107-118.

Zryd J., 1988 -Culture de cellules, tissus et organes végétaux. Ed. Press. Polytechniques Romandes Suisse. 308p.

Cette étude écophysiological a été conduite sur une espèce (*Sinapis arvensis* .L) très répandue dans la nature en Algérie notamment dans la wilaya de Tlemcen. Cette plante même si elle est indésirable au niveau des champs de culture, elle peut s'avérer utile dans le maintien de la biodiversité du monde végétal.

Notre travail comprend successivement les résultats suivants :

- La micropropagation « in vitro » entre autre, une culture rhizogénique montre une certaine croissance sur trois semaines d'observation où on a pu remarquer une importante élongation des racines mises en culture en conditions de laboratoire.
- La germination « in-vitro » de *Sinapis arvensis* dans différents milieux synthétiques, les graines prélevées des siliques sont récoltées sur les stations dans la région de Tlemcen (station de Zenata, Béni-Ghanam, Rachgoun), celles-ci germent différemment, les taux de germination varient en fonction des températures et des milieux utilisés (Gélose nutritive et PDA, eau distillée avec du NaCl à différentes concentrations). Cette phase phénologique semble répondre positivement aux conditions multiples d'expérimentation.
- Le pourcentage de la germination est de 75%
- Les contaminations par les agents pathogènes atteignent 25% malgré les précautions d'usage (stérilité du matériel végétal, propreté de la verrerie, etc...).

Mots Clés :

Sinapis arvensis L., Gélose nutritive, Milieu PDA, Rhizogénèse, Germination, Région de Tlemcen

Integrated in a research field of vegetal biology (ecophysiology). This work leads to *Sinapis arvensis* widely spread in Algeria, particularly in the region of Tlemcen.

- This work contains the following results:
- In vitro micropropagation in clear a rooting culture which shows a certain growth after a 3 weeks period of observation, in which we can notice an important elongation of the roots that have been cultivated in laboratory condition.
- Observation of grains germ, where we took a group of these grains from there different station (Zenata, Beni-Ghanam, Rachgoun) and we have four weeks in different laboratory condition and the results were as follow.
- The germe percentage was about 75%
- The contamination percentage was about 25% although there are all the conditions which help the grains to germ we observe also that the germ weaken the temperature degree.

Key words:

Sinapis arvensis L., milieu Gelose , milieu PDA , rhizogenesis, germination, Tlemcen station

الجزائر عامة وخاصة في منطقة تلمسان

تتضمن هذه الدراسة المحاور التالية

- الغرس داخل الزجاج اي الغرس الجذري الذي يبين نوع من النمو خلال ثلاث اسابيع من

المشاهدة حيث استطعنا ملاحظة تطاول الجذور عند وضع الغرس في شروط خاصة بالمخبر

- ملاحظة انتاش البذور حيث قمنا بأخذ عينة من البذور من ثلاث مناطق مختلفة (تلمسان-

غزوات- مغنية) وقمنا بتتبع مراحل الانتاش خلال اربع اسابيع في ظروف مخبرية مختلفة و كانت

النتائج المتحصل عليها كالآتي

- نسبة الانتاش (75%)

- (25%) نسبة التعفن رغم تهي الوسط بظروف معقمة

كما لاحظنا ان الانتاش يضعف في درجة الحرارة المنخفضة

الكلمات المفتاحية :

الخردل- الوسط جيلوزي- الوسط (ب د ا) - الغرس الجذري - انتاش- منطقة تلمسان