

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR
ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE



Université Djillali Liabes de Sidi Bel Abbès
Faculté des sciences de la nature et de la vie
Département des sciences de l'environnement

Thèse

Pour l'obtention du diplôme de

Doctorat 3^{ème} cycle

Spécialité : Sciences de l'environnement

Option : Biodiversité et écologie végétales méditerranéennes

Présenté Par :

Dadach Mohammed

THÈME

Recherche des conditions optimales de la germination des graines de quelques labiées du mont de Tessala (Ouest Algérien) et perspectives de conservation

Soutenu le :

Devant le jury composé de :

Président : Latreche Ali	Professeur	UDL Sidi Bel Abbès
Encadreur : Mehdadi Zoheir	Professeur	UDL Sidi Bel Abbès
Examineur : Chadli Rabah	Professeur	Université de Mostaganem
Examineur : Cherifi Kouider	MCA	UDL Sidi Bel Abbès

Année universitaire : 2015-2016

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
MINISTRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR
ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE



Université Djillali Liabes de Sidi Bel Abbès
Faculté des sciences de la nature et de la vie
Département des sciences de l'environnement

Thèse

Pour l'obtention du diplôme de

Doctorat 3^{ème} cycle

Spécialité : Sciences de l'environnement

Option : Biodiversité et écologie végétales méditerranéennes

Présenté Par :

Dadach Mohammed

THÈME

Recherche des conditions optimales de la germination des graines de quelques labiées du mont de Tessala (Ouest Algérien) et perspectives de conservation

Soutenu le :

Devant le jury composé de :

Président : Latreche Ali	Professeur	UDL Sidi Bel Abbès
Encadreur : Mehdadi Zoheir	Professeur	UDL Sidi Bel Abbès
Examineur : Chadli Rabah	Professeur	Université de Mostaganem
Examineur : Cherifi Kouider	MCA	UDL Sidi Bel Abbès

Année universitaire : 2015-2016

بِسْمِ اللَّهِ الرَّحْمَنِ الرَّحِيمِ

Remerciements

Au terme de ce travail, qu'il me soit permis d'exprimer mes plus vifs remerciements à :

Mon encadreur monsieur Mehdadi Zoheir, professeur à la faculté des sciences de la nature et de vie à l'université Djilali Liabès de Sidi Bel Abbes, d'avoir eu l'amabilité de diriger ce travail. Qu'il trouve ici, l'expression de ma profonde et sincère reconnaissance pour tous ses efforts, sa générosité, son savoir, ses critiques constructives et sa confiance.

Mes sincères remerciements à monsieur Latreche Ali, professeur à la faculté des sciences de la nature et de vie à l'université Djilali Liabès de Sidi Bel Abbès, de m'avoir fait l'honneur d'accepter de présider le jury et pour son aide et ses conseils tout le long de la réalisation de ce travail.

J'exprime mes respectueux remerciements à monsieur Chadli Rabah, professeur à l'université de Motaganem, de m'avoir fait l'honneur d'évaluer mon travail.

A monsieur Cherifi Kouider, maître conférences 'A' à la faculté des sciences de la nature et de vie à l'université Djilali Liabès de Sidi Bel Abbès, je lui adresse mes sincères remerciements d'avoir bien voulu accepter d'examiner ce travail.

Je remercie enfin tous les membres du laboratoire de recherche « biodiversité végétale : conservation et valorisation » pour leur collaboration et leurs conseils.

Dédicace

Je rends grâce à Dieu le tout puissant qui m'a permis de mener à bien ce projet de fin d'études.

Je dédie cette thèse, fruit de mon long chemin d'étude :

A ma mère, qui a éclairé mon chemin et qui m'a encouragé et soutenu tout au long de mes études.

A mon père qui m'a inculqué une bonne éducation, le chemin de la dignité et la voie de la sagesse.

*À mes adorables frères : que Dieu les Protège, **Abd El Illeh**, **Larbi** et à ma petite **Sœur**, Je leur souhaite la réussite dans leur vie privée.*

*Mon oncle : **Sid Ahmed**, que j'apprécie beaucoup, surtout pour sa disponibilité et ses conseils.*

*A tout ma famille : **Dadach** et **Garaoui**.*

A mes amis et à mes collègues pour leur soutien durant les moments difficiles de mon travail.

A toutes les personnes qui ont contribué de près ou de loin à la réalisation de ce travail.

Mohammed

المخلص

للحفاظ على بعض النباتات الطبية و التي تنتمي لعائلة الشفويات و المنوطة في بيئتها بعوائق الطبيعية مثل الجفاف، ملوحة التربة، ندرة المياه و ضغط الإنسان و الحيوان. دراستنا الحالية تتمثل في اخراج الظروف المثالية لإنتاش البذور، حيث أجرينا اختبارات الإنتاش في المختبر تحت ظروف مهياة و درجات الحرارة مقيدة. شملت هذه التجارب حول بذور ستة أصناف موجودة في جبل تسالة (ولاية سيدي بلعباس، غرب الجزائر)، وهي : *Ballota hirsuta*, *Marrubium vulgare*, *Sideritis incana*, *Stachys ocymastrum*, *Teucrium polium* , *Thymus fontanesii*.

التجارب الأولية تتمثل في معرفة الظروف الحرارية المثالية للإنتاش و ذلك لجميع الأنواع باستخدام المجالات التالية من درجات الحرارة: 5، 10، 15، 20، 25، 30، 35 و 40 °م . بعدها قمنا بإجراء دراسة حول سلوك البذور المستخدمة تحت عاملين البيئيين و هما : الإجهاد الملحي باستخدام كلوريد الصوديوم (NaCl) بتركيزات مختلفة (0، 2، 4، 6، 8، 10، 12 و 14 غ/ل) و الإجهاد المائي باستخدام البولي جلايكول ايثيلين 6000 (PEG) تحت تركيزات مختلفة (0، -0.03، -0.07، -0.2، -0.5، -1 و -1.5 MPa) بالمقابل أجرينا تجارب حول تأثير بعض دراجة الحرارة (20، 5 و 20 °م) على حيوية بذور *T. fontanesii* ، *M. vulgare* ، *B. hirsuta* و ذلك بإبقائها محفوظة في مختلف فترات التخزين.

لجميع الاختبارات، قمنا بتقييم المعايير التالية: الوقت الضائع (TL) ، مدة الانتاش (DG) ، معدل الإنتاش النهائي (GFR) ، متوسط الوقت الإنتاش (GMT) و متوسط الوقت (T₅₀).

النتائج التي تم الحصول عليها تظهر أن جميع الأنواع لديها أعلى معدل إنتاش عند 20 °م، إلا *Sideritis incana* أين درجة الحرارة المثالية تعادل 15 °م. وبالإضافة إلى ذلك، يقل الإنتاش عندما تصبح درجة حرارة أقل أو أكثر من درجة الحرارة المثالية. وفيما يتعلق لسلوك إنتاش البذور بالنسبة للإجهاد الملحي و المائي، فمن الواضح أن جميع الأنواع تعطي نسبة قصوى للمعدل الإنتاش النهائي في الوسط عديم التركيز (الشاهد) ؛ من الملاحظ أيضا انخفاض تدريجي للإنتاش عند زيادة تركيز محتوى الوسط بكلوريد الصوديوم أو بالبولي جلايكول ايثيلين مع الزيادة في الوقت الضائع و متوسط الوقت الإنتاش.

عتبة التحمل بالنسبة للملوحة تختلف من نوع لآخر، بين تلك الأنواع *T. fontanesii* و *S. ocymastrum* لديها تحمل لكلوريد الصوديوم كبير، يصل إلى حوالي 10 و 12 غ/ل على التوالي. إلا أن الأنواع المتبقية (*B. hirsuta*, *M. vulgare*, *S. incana*) يبدو أنها أكثر حساسة للملوحة حيث أن مستوى تحملها منخفض (6 غ/ل). وعلاوة على ذلك، تجاربنا تبين أن *T. fontanesii*، بالإضافة إلى قدرتها على تحمل الملوحة، فإن هذا النوع قادر أن يتحمل إجهاد مائي هامة و يصل إلى -1 MPa ، وذلك بالمقارنة مع الأنواع الأخرى. وقد أظهرت التجارب الأولية المتعلقة بتأثير درجة الحرارة و وقت التخزين على حيوية البذور بأن نسبة الإنتاش القصوى وجدت عند درجة التخزين 20 °م و ذلك للبذور المحفوظة لمدة شهرين لـ *B. hirsuta* (76 %) و *T. fontanesii* (88 %) و مدة شهر لـ *M. vulgare* (73 %).

و للإشارة أيضا، فإن من بين الأنواع المدروسة وحده *T. polium* يعاني من كمون داخلي للبذرة و الذي إستطعنا إزالته بإخضاع البذور إلى معالجة بحمض الجبرلين (GA₃) 125 و م م و الذي أمكنا بها تحسين الإنتاش و الذي وصل معدله إلى 38% . هذه البيانات تركز على دراسة حيوية البذور. إنها تخدم بالتأكيد كجزء للمحافظة على الأنواع النباتية خارج الموقع الطبيعي.

الكلمات المفتاحية :

الشفويات، بذور، إنتاش، حرارة، إجهاد ملحي، إجهاد مائي، المحافظة.

Résumé

En vue de la conservation de certaines plantes médicinales appartenant à la famille des lamiacées, appelées aussi Labiées, évoluant dans le mont de Tessala (wilaya de Sidi Bel Abbès ; Algérie occidentale) où elles sont soumises à des contraintes environnementales comme la sécheresse, la salinité des sols, le déficit hydrique et la pression anthropozoogène; notre présente étude consiste à faire ressortir les conditions optimales de germination des graines des taxons suivants : *Ballota hirsuta*, *Marrubium vulgare*, *Sideritis incana*, *Stachys ocymastrum*, *Teucrium polium* et *Thymus fontanesii*.

Les essais de germination ont été réalisés au laboratoire dans des conditions de températures contrôlées.

Nos premiers essais ont consisté à mettre au point l'optimum thermique de germination pour l'ensemble des espèces en utilisant la gamme de températures suivante : 5, 10, 15, 20, 25, 30, 35 et 40 °C. Ensuite, nous avons procédé par étudier le comportement germinatif des graines utilisées vis-à-vis de deux contraintes environnementales : le stress salin en utilisant le chlorure de sodium (NaCl) à différentes concentrations (0, 2, 4, 6, 8, 10, 12 et 14 g/L) et le stress hydrique en utilisant le polyéthylène glycol 6000 (PEG) à différents potentiels hydriques (0, -0.03, -0.07, -0.2, -0.5, -1 et -1.6 MPa).

Par ailleurs, des essais préliminaires se rapportant à la mise en exergue de l'effet de trois températures de conservation (-20 ; 5 et 20 °C) sur la viabilité des graines de *B. hirsuta*, *M. vulgare* et *T. fontanesii* ont été également entrepris.

Pour l'ensemble des essais, nous avons évalué les paramètres suivants : temps de latence (TL), durée de germination (DG), taux final de germination (TFG), temps moyen de germination (TMG) et le temps moyen (T_{50}).

Les résultats obtenus montrent que l'ensemble des espèces présentent un TFG maximum à 20 °C, excepté *S. incana* où la germination est optimale à 15 °C. Par ailleurs, la germination décroît quand la température devient inférieure ou supérieure à l'optimum thermique.

Concernant le comportement germinatif des graines vis-à-vis du stress salin et du stress hydrique, il ressort pour la totalité des espèces que le TFG le plus important est obtenu chez le témoin ; sa valeur diminue progressivement quand la teneur du NaCl ou du PEG augmente dans le milieu avec prolongement du TMG et du TL. Le seuil de tolérance en sel diffère d'une espèce à une autre ; parmi les espèces étudiées, *S. ocymastrum* et *T. fontanesii* présentent un seuil de tolérance en NaCl important, de l'ordre de 10 et 12 g/L respectivement. Cependant les espèces restantes (*B. hirsuta*, *M. vulgare* et *S. incana*) semblent être sensibles à la salinité dans la mesure où leur seuil de tolérance est faible (6 g/L). Par ailleurs, nos essais de germination montrent que *T. fontanesii*, qu'en plus de son pouvoir tolérant au sel, c'est une espèce qui supporte un potentiel hydrique important de -1 MPa et ce, comparativement aux autres espèces.

Les premiers essais se rapportant à l'effet de la température et de la durée du stockage sur la viabilité des graines des espèces expérimentées ont montré que les meilleurs TFG caractérisent les graines conservées à 20 °C pendant 2 mois pour *B. hirsuta* (76 %) et *T. fontanesii* (88 %) et 1 mois pour *M. vulgare* (73 %).

Parmi les espèces étudiées, seul *T. polium* est affecté d'une dormance embryonnaire qui a été levée par un traitement à l'acide gibbérellique (GA₃) 125 ppm en améliorant le TFG à 38 %.

Ces données ont permis de mettre le point sur la viabilité des graines des espèces étudiées ; elles serviront certainement dans le cadre de la conservation *ex-situ*.

Mots clés:

Conservation, Germination, Graines, Lamiacées, Stress hydrique, Stress salin, Température.

Abstract

For the conservation of some medicinal plants belonging to the Lamiaceae family, also called Labiatae, evolving in Tessala Mount (wilaya of Sidi Bel Abbas, western Algeria) where they are subject to environmental stresses such as drought, soil salinity, water deficit and anthropized pressure; our present study is to bring out the optimum germination conditions of the following taxa seeds: *Ballota hirsuta*, *Marrubium vulgare*, *Sideritis incana*, *Stachys ocymastrum*, *Teucrium polium* and *Thymus fontanesii*.

Our first tests consisted to search the optimum thermal germination for all species using the following temperatures range: 5, 10, 15, 20, 25, 30, 35 and 40 °C. Then we conducted study the germination behavior of seeds used tow environmental constraints: salt stress using sodium chloride (NaCl) at different concentrations (0, 2, 4, 6, 8, 10, 12 and 14 g/L) and water stress using polyethylene glycol 6000 (PEG) at different water potentials (0, -0.03, -0.07, -0.2, -0.5, -1 and -1.6 MPa).

Furthermore, tests relating to the highlighting of the effect of three storage temperatures (-20; 5 and 20 °C) on seeds viability of *B. hirsuta*, *M. vulgare* and *T. fontanesii* was also undertaken.

For all tests, we have evaluated the following parameters: Latency time (LT), germination duration (GD), final germination rate (FGR), mean time of germination (MTG) and the mean time (T₅₀).

The results showed that all the species have a maximum FGR at 20 °C, except for *S. incana* which germination is optimal at 15 °C. In addition, the germination decreases by decrease or increase temperature from optimum.

Concerning the germination behavior for seeds to salt and water stress, it is clear for all species that the most important FGR is obtained at control; its value gradually decreases when concentration of NaCl and PEG increases with prolongation of MTG and LT. The salt tolerance differs from species to another; among the studied species, *S. ocymastrum* and *T. fontanesii* have a importantly tolerance threshold in NaCl, its the order of 10 and 12 g/L, respectively. However, the remaining species (*B. hirsuta*, *M. vulgare* and *S. incana*) seem sensitive to salinity beings insofar as their tolerance threshold is low (6 g/L). Moreover, our tests showed that *T. fontanesii* gemination, in addition to its tolerance to salt, this species can supports an important water potential of -1 MPa in compared with other species.

The first tests related to the effect of temperature and storage time on viability for studied seeds species have shown that the higher TFG characterized seeds stored at 20 °C for 2 months for *B. hirsuta* (76%) and *T. fontanesii* (88%) and 1 month for *M. vulgare* (73%).

Among the species studied, only *T. polium* assigned an embryo dormancy which was lifted by treatment with gibberellic acid (GA₃) 125 ppm by improving the TFG to 38% This data can put the item in the viability of the seeds of the studied species; they certainly serve as part of the ex-situ conservation.

Keywords:

Conservation, Germination, *Lamiaceae*, Salt stress, Seeds, Temperature, Water stress.

LISTE DES FIGURES

Figure 1. Répartition mondiale des lamiacées (Stevens, 2010)	5
Figure 2. Les différents organes du <i>B. hirsuta</i>	9
Figure 3. Les différents organes du <i>M. vulgare</i>	13
Figure 4. Les différents organes de <i>S. incana</i>	16
Figure 5. Les différents organes du <i>S. ocymastrum</i>	19
Figure 6. Les différents organes du <i>T. polium</i>	23
Figure 7. Les différents organes <i>T. fontanesii</i>	25
Figure 8. Complémentarité des approches de la conservation <i>in et ex situ</i>	29
Figure 9. Catégories de la liste rouge de l'UICN	30
Figure 10. Schéma des opérations de constitution des banques de semences d'espèces végétales sauvages (Gomez-Campo, 1985)	32
Figure 11. Aperçu simplifié d'un protocole pour déterminer le comportement de conservation des graines (Hong et Ellis, 1996)	35
Figure 12. Evolution de la teneur en eau et événements métaboliques associés à la germination des graines (Morot-Gaudry <i>et al.</i> 2009)	44
Figure 13. Les différents facteurs impliqués dans la qualité germinative des semences (Corne, 1993)	44
Figure 14 Facteurs influençant la germination d'une graine (Bouredja, 2014)	46
Figure 15. Courbe de germination exprimant les pourcentages de germination en fonction du temps (Heller <i>et al.</i> , 1990)	47
Figure 16. Effet de la toxicité de Na ⁺ à l'Echelle de la cellule (Jabnoue, 2008)	49
Figure 17. Production de biomasse de différents groupes de plantes suivant la salinité (Hagemeyer, 1996)	51
Figure 18. Schématisation du bilan de la circulation du sodium dans les plantes inclure ou exclure (Levigneron <i>et al.</i> , 1995)	56
Figure 19. Les effets du stress hydrique au niveau cellulaire (Brinis, 1995)	60
Figure 20. Conséquences possibles de l'ajustement osmotique sur les feuilles et les racines (Ykhlef, 2001)	62
Figure 21. Localisation du Djebel de Tessala (Kikken, 1962)	64
Figure 22. Carte hypsométrique de la zone d'étude (Carte établie par le logiciel MapInfo Professional Version 6.5) (Cherifi, 2013)	65
Figure 23. Carte des pentes de la zone d'étude (Carte établie par le logiciel MapInfo Professional Version 6.5) (Cherifi, 2013)	66

Figure 24. Carte pluviométrique de l'Algérie du Nord (Cherifi, 2013)	67
Figure 25. Variation des précipitations moyennes mensuelles des deux périodes [(1913-1938) et (1980-2010)]	69
Figure 26. Variation des précipitations moyennes annuelles (1980-2010) (O.N.M., 2016)	70
Figure 27. Variation des températures moyennes mensuelles minimales et maximales (1945-1970)	71
Figure 28. Variation des températures moyennes mensuelles minimales et maximales (1980-2010)	72
Figure 29. Diagrammes ombrothermiques de la région de Tessala	74
Figure 30. Climagramme pluviothermique d'Emberger	76
Figure 31. Abaque pour le calcul d'indice d'aridité de De Martonne	77
Figure 32. Représentation graphique du régime saisonnier	78
Figure 33. Répartition annuelle du cheptel dans la zone d'étude	83
Figure 34. Morphologie des graines étudiées	86
Figure 35. Localisation des stations de récoltes et des espèces étudiées	87
Figure 36. Décortications et tri des graines	89
Figure 37. Test de flottaison des graines	90
Figure 38. Scarification chimique des graines de <i>T. polium</i> par l'acide sulfurique (H_2SO_4) combinée à l'eau bouillante	92
Figure 39. Traitement des graines de <i>T. polium</i> par l'acide gibbérellique (GA_3)	92
Figure 40. Protocole de stratification des graines de <i>T. polium</i>	93
Figure 41. Capsules qui portent des graines conservé à plusieurs températures	94
Figure 42. Les différents stades de germination des graines des taxons étudiés	103
Figure 43. Taux final de germination des graines de cinq taxons en fonction de la température	107
Figure 44. Evolution des pourcentages moyens cumulés de germination des cinq taxons aux différentes températures	108
Figure 45. Relation polynomiale entre le taux final de germination et la température	109
Figure 46. Relation polynomiale entre le temps moyen de germination et la température	110
Figure 47. Taux finaux moyens de germination des graines des cinq taxons en fonction des différentes concentrations salines de NaCl	114
Figure 48. Evolution des pourcentages moyens cumulés de germination des cinq taxons en fonction des différentes concentrations salines de NaCl	115
Figure 49. Relation linéaire entre les taux finaux moyens de germination et les différentes concentrations salines de NaCl	116

Figure 50. Relation linéaire entre le temps moyen de germination et les différentes concentrations salines de NaCl	117
Figure 51. Taux finaux moyens de germination des graines des cinq taxons en fonction des différents potentiels hydriques induits par les différentes concentrations en PEG	121
Figure 52. Evolution des pourcentages moyens cumulés de germination des cinq taxons en fonction des différents potentiels hydrique	122
Figure 53. Relation linéaire entre les taux finaux moyens de germination en en fonction des différents potentiels hydriques	123
Figure 54. Relation linéaire entre temps moyen de germination en fonction des différents potentiels hydriques	124
Figure 55. Evolution des pourcentages moyens cumulés de germination des graines de <i>Teucrium polium</i> en fonction des traitements par l'acide gibbérellique (GA ₃)	126
Figure 56. Taux finaux moyens de germination des graines des trois taxons testés en fonction des températures et des différentes durées de conservation	129
Figure 57. Evolution du pourcentage cumulative de germination des trois taxons en fonction des températures et différentes durées de conservation	131

LISTE DES TABLEAUX

Tableau 1. Evolution de la position de la famille des lamiacées dans la systématique	7
Tableau 2. Répartition de la famille des lamiacées selon APGII	7
Tableau 3. Localisation et principaux caractères des espèces du genre <i>Ballota</i> localisées en Algérie	8
Tableau 4. Localisation et principaux caractères des espèces du genre <i>Marrubium</i> localisées en Algérie	11
Tableau 5. Localisation et principaux caractères des espèces du genre <i>Sideritis</i> localisées en Algérie	14
Tableau 6. Localisation et principaux caractères des espèces du genre <i>Stachys</i> localisées en Algérie	18
Tableau 7. Localisation et principaux caractères des espèces du genre <i>Teucrium</i> localisées en Algérie	20
Tableau 8. Localisation et principaux caractères des espèces du genre <i>Marrubium</i> localisées en Algérie	26
Tableau 9. Températures moyennes mensuelles (1945-1970)	71
Tableau 10. Moyennes mensuelles de la vitesse des vents en m/s (période 1987-2003)	73
Tableau 11. Fréquence moyenne mensuelle des gelées (période 1985-2007)	73
Tableau 12. Moyennes mensuelles du taux d'humidité relative (période 1985-2007)	73
Tableau 13. Etages bioclimatiques selon Emberger (1952)	75
Tableau 14. Sous étages bioclimatiques (Daget et David, 1982)	75
Tableau 15. Répartition de la main d'œuvre (1987-1998)	81
Tableau 16. Bilan des incendies des monts de Tessala, période (1996-2012)	82
Tableau 17. Cordonnées géographiques des stations de récoltes	85
Tableau 18. Effet de la température sur les paramètres de germination des graines des cinq taxons (moyenne \pm ES, n = 3)	106
Tableau 19. Effet de la salinité sur les paramètres de germination des graines des cinq taxons (moyenne \pm ES, n = 3)	113
Tableau 20. Effet de la salinité sur les paramètres de germination des graines des cinq taxons (moyenne \pm ES, n = 3)	120
Tableau 21. Effet des différents traitements sur les paramètres de germination des graines de <i>Teucrium polium</i> (moyenne \pm ES, n = 3)	126

Tableau 22. Effet des températures et des durées de conservation sur les paramètres de germination des graines des trois taxons testés (moyenne \pm ES, n = 3)

130

LISTE DES ABRÉVIATIONS

- ABA:** acide abscissique
- ANOVA:** analyse de la variance
- APGII:** Angiosperm Phylogenetic Group II
- DG:** durée de germination
- ES:** erreur standard
- F:** variable de Fisher Snedecor
- GA₃:** acide gibbérellique
- Im:** indice d'aridité
- LEA:** late embryogenesis abundant
- M:** moyenne mensuelle de tous les maxima
- m:** moyenne mensuelle de tous les minima
- MNHN:** muséum national d'histoire naturelle
- MPa:** Mégapascal
- n:** nombre de tests
- NaClO:** l'hypochlorite de sodium (eau de javel)
- Ni:** pourcentage final ou maximum des graines germées
- Nt:** nombre total de graines utilisées
- ONM:** office national de météorologie
- P:** Précipitation moyenne annuelle en mm.
- PDAU:** plan de développement et d'aménagement urbain
- PEG:** polyéthylène glycol
- ppm:** partie par million
- Q2:** valeur du quotient d'Emberger
- T:** température moyenne annuelle en °C.
- T₅₀:** temps moyen
- TFG:** taux final de germination
- TL:** temps de latence
- TMG:** temps moyen de germination
- UICN:** union international pour la conservation de la nature

Table des matières

<i>Remerciements</i>	I
<i>Dédicaces</i>	II
<i>المخلص</i>	III
<i>Résumé</i>	IV
<i>Abstract</i>	VI
<i>Liste des figures</i>	VII
<i>Liste des tableaux</i>	X
<i>Liste des abréviations</i>	XII
Introduction	1

Partie I : Synthèse bibliographique

Chapitre I : Généralités sur les lamiacées et monographie des espèces étudiées

I. Généralités sur la famille des lamiacées	5
I.1. Présentation de la famille des lamiacées	5
I.2. Classification de la famille des lamiacées	6
II. Monographie des espèces étudiées	8
II.1. <i>Ballota hirsuta</i> Benth.	8
II.1.1. Caractéristiques morphologiques et botaniques du genre <i>Ballota</i>	8
II.1.2. Répartition géographique du genre <i>Ballota</i>	8
II.1.2.1. Dans le monde	8
II.1.2.2. En Algérie	8
II.1.3. Caractères botaniques de <i>B. hirsuta</i>	9
II.1.4. Systématique de <i>B. hirsuta</i>	10
II.2. <i>Marrubium vulgare</i> L.	10
II.2.1. Caractéristiques morphologiques et botaniques du genre <i>Marrubium</i>	10
II.2.2. Répartition géographique du genre <i>Marrubium</i>	11
II.2.2.1. Dans le monde	11
II.2.2.2. En Algérie	11
II.2.3. Caractères botaniques de <i>M. vulgare</i>	12
II.2.4. Systématique de <i>M. vulgare</i>	13
II.3. <i>Sideritis incana</i> L.	14
II.3.1. Caractéristiques morphologiques et botaniques du genre <i>Sideritis</i>	14
II.3.2. Répartition géographique du genre <i>Sideritis</i>	14
II.3.2.1. Dans le monde	14
II.3.2.2. En Algérie	14
II.3.3. Caractères botaniques de <i>S. incana</i>	15
II.3.4. Systématique de <i>S. incana</i>	16
II.4. <i>Stachys ocymastrum</i> L.	16
II.4.1. Caractéristiques morphologiques et botaniques du genre <i>Stachys</i>	16
II.4.2. Répartition géographique du genre <i>Stachys</i>	17
II.4.2.1. Dans le monde	17
II.4.2.2. En Algérie	17
II.4.3. Caractères botaniques de <i>S. ocymastrum</i>	17
II.4.4. Systématique de <i>S. ocymastrum</i>	19
II.5. <i>Teucrium polium</i> L.	19
II.5.1. Caractéristiques morphologiques et botaniques du genre <i>Teucrium</i>	19

II.5.2. Répartition géographique du genre <i>Teucrium</i>	20
II.5.2.1. Dans le monde	20
II.5.2.2. En Algérie	20
II.5.3. Caractères botaniques de <i>T. polium</i>	22
II.6.4. Systématique de <i>T. polium</i>	23
II.6. <i>Thymus fontanesii</i> Boiss. et Reut.	24
II.6.1. Caractéristiques morphologiques et botaniques du genre <i>Thymus</i>	24
II.6.2. Répartition géographique du thym	24
II.6.2.1. Dans le monde	24
II.6.2.2. En Algérie	25
II.6.3. Caractères botaniques de <i>T. fontanesii</i>	25
II.6.4. Systématique de <i>T. fontanesii</i>	27

Chapitre II : Biologie de la conservation

I. La biologie de la conservation	28
I.1. Définition de la biologie de la conservation	28
I.2. Les stratégies de la conservation « <i>ex situ</i> »	30
I.2.1. Les jardins botaniques	31
I.2.2. Les banques des graines et des semences	34
II. Les procédures adoptées dans la conservation des graines	34
II.1. La récolte et la collecte de fruits ou de graines	34
II.2. Quantité initiale de la semence	36
II.3. Le transport	36
II.4. Extraction des graines	36
II.5. Séchage	37
II.6. Détermination de la teneur en eau des graines	37
II.7. Humidification des graines et essais de germination	37
III. La cryoconservation	37
III.1. Principes de la cryoconservation	39
III.2. Protocoles de cryoconservation	39
III.2.1. Protocoles classiques	40
III.2.2. Nouvelles techniques	40
III.2.2.1. L'encapsulation-déshydratation	40
III.2.2.2. La vitrification	41
III.2.2.3. L'encapsulation-vitrification	41
III.2.2.4. La dessiccation	41
III.2.2.5. La préculture	41
III.2.2.6. La congélation en gouttes	43

Chapitre III : Données générales sur la physiologie de la germination

I. Germination	43
I.1. La germination des graines	43
I.2. L'imbibition	44
I.3. Les facteurs influençant la germination	45
I.4. Les facteurs de la germination	45
I.4.1. Les conditions externes	46
I.4.2. Les conditions internes	46
I.5. Mesure de la germination	46
I.5.1. Courbes de germination	47
I.5.2. Capacité de germination	47
I.5.3. Vitesse de germination	48
II. Stress environnementaux	48
II.1. Stress salin	48
II.1.1. Introduction	48

II.1.2. Définition du stress salin	49
II.1.3. Effet de la salinité sur la plante	50
II.1.3.1. Effet sur l'absorption	50
II.1.3.2. Effet sur la croissance et le développement	51
II.1.3.3. Effet sur la photosynthèse	52
II.1.4. Effet de la salinité sur la germination	53
II.1.5. Mécanismes de résistance à la salinité	54
II.1.5.1. Inclusion et compartimentation des ions	54
II.1.5.2. Exclusion	55
II.1.5.3. Ajustement osmotique	55
II.2. Stress hydrique	57
II.2.1. Introduction	57
II.2.2. Définition du stress hydrique	57
II.2.3. Le potentiel hydrique	58
II.2.4. Effet de stress hydrique sur la plante	59
II.2.5. Effet du stress hydrique sur la germination	60
II.2.6. Mécanismes de résistance contre le déficit hydrique	61

Partie II : Etude expérimentale

Chapitre I : Présentation du site de prélèvement des graines

I. Présentation et localisation	64
II. Climat et bioclimat	66
II.1. Les précipitations	68
II.2. Les températures	70
II.2.1. Températures moyennes mensuelles de la période (1945-1970)	71
II.2.2. Températures moyennes mensuelles de la période (1980-2015)	71
II.3. Les vents	72
II.4. La gelée	73
II.5. L'humidité	73
II.6. Synthèse climatique	74
II.6.1. Diagramme ombrothermique de Bagnouls et Gaussen	74
II.6.2. Quotient pluviothermique et climagramme d'Emberger	75
II.6.3. Indice d'aridité de De Martonne	77
II.6.4. Répartition saisonnière des pluies	78
III. Aspect pédologique	78
IV. La végétation naturelle	80
V. Les menaces pesées sur la végétation	80
V.1. Influences anthropiques	80
V.2. Les incendie de forêts	81
V.3. Le surpâturage	82

Chapitre II : Matériel biologique et méthodes d'étude

I. Matériel biologique	85
II. Méthodes d'étude	88
II.1. Collection des graines	88
II.2. Préparation de fiche d'espèce	88
II.2.1. Espèces	88
II.2.2. Biologie – Écologie	88
II.2.3. Description des graines	89

II.3. Préparation des graines pour les essais de germination	89
II.4. Essais de germination réalisés	90
II.4.1. Recherche des conditions optimales thermiques de germination	90
II.4.2. Effet du stress salin sur la germination	90
II.4.3. Effet du stress hydrique sur la germination	91
II.5. Traitements employés pour lever la dormance des graines de <i>Teucrium polium</i>	91
II.6. Effet des températures de conservation sur la viabilité des graines	93
II.7. Méthodes d'expression des résultats	94
II.7.1. La précocité de germination ou temps de latence (TL)	95
II.7.2. Estimation du taux final de germination (TFG)	95
II.7.3. Temps moyen de germination (TMG) et temps moyen (T_{50})	95
II.7.4. Cinétique de germination	96
II.7.5. Traitements statistiques	96
<u>Chapitre III : Résultats et discussion</u>	
	97
I-Résultats	97
I.1. Fiches descriptives des espèces étudiées	103
I.2. Description de la germination	104
I.3. Effet de la température sur la germination	104
I.3.1. Temps de latence (TL)	104
I.3.2. Durée de germination (DG)	104
I.3.3. Taux final de germination (TFG)	105
I.3.4. Temps moyen de germination (TMG)	105
I.3.5. Temps moyen (T_{50})	111
I.4. Effet de la salinité sur la germination	111
I.4.1. Temps de latence (TL)	111
I.4.2. Durée de germination (DG)	111
I.4.3. Taux final de germination (TFG)	112
I.4.4. Temps moyen de germination (TMG)	112
I.4.5. Temps moyen (T_{50})	118
I.5. Effet du potentiel hydrique sur la germination	118
I.5.1. Temps de latence (TL)	118
I.5.2. Durée de germination (DG)	118
I.5.3. Taux final de germination (TFG)	119
I.5.4. Temps moyen de germination (TMG)	119
I.5.5. Temps moyen (T_{50})	125
I.6. Evaluation de la germination des graines de <i>Teucrium polium</i>	125
I.6.1. Temps de latence (TL)	125
I.6.2. Durée de germination (DG)	125
I.6.3. Taux final de germination (TFG)	125
I.6.4. Temps moyen de germination (TMG)	126
I.6.5. Temps moyen (T_{50})	130
I.7. Effet de la température et de la durée de la conservation sur la viabilité des graines	130
I.7.1. Temps de latence (TL)	130
I.7.2. Durée de germination (DG)	130
I.7.3. Taux final de germination (TFG)	130
I.7.4. Temps moyen de germination (TMG)	130
I.7.5. Temps moyen (T_{50})	132
II. Discussion	141
Conclusion et perspectives	143
Références bibliographiques	
Annexes	

Introduction

Introduction

La conservation des taxa au sein des écosystèmes naturels est la solution idéale. Cependant, celle-ci est de plus en plus difficile compte tenu des régressions dans la flore et des dégradations des conditions mésologiques. Beaucoup de taxa, dans divers types de biotopes et dans diverses zones biogéographiques, sont affectés manifestement par la pression anthropique. Aymonin (1980) note que "l'on doit reconnaître qu'il n'existe aucun milieu, aucune biocénose que l'on puisse considérer comme se trouvant à l'abri des influences néfastes du développement des activités humaines artificialisées". Des plantes autrefois communes, par suite d'altérations dans les milieux, ont périclité et se sont éteintes dans de nombreux pays. C'est le cas également de l'Algérie où un grand nombre d'espèces végétales rares ou endémiques sont menacées de disparition, ce qui nous interpelle à d'urgentes solutions de préservation.

Selon Meddour et Derridj (2007), l'établissement d'un réseau de banques de semences pourrait fournir la solution la plus pratique à ce problème. Actuellement, il est techniquement possible de préserver à long terme des semences viables, en utilisant des méthodes de conservation relativement simples, basées sur trois principaux facteurs : les basses températures, les faibles humidités des graines et les faibles teneurs en oxygène de l'air. Il convient de conduire des tests de germination sur les semences avant leur stockage permanent. Ces tests serviront à détecter d'éventuelles dormances du matériel végétal qu'il faut lever grâce à certains procédés et traitements (refroidissement, gibbérelline...). Les essais de germination ont trois objectifs: définir le comportement germinatif d'une espèce, s'assurer de la viabilité d'un lot de semence et la production de plants (Dixon, 2014). Enfin, la création de ces banques de semences pour les plantes rares ou endémiques en Algérie est plus que souhaitable.

La germination des graines est une étape importante et vulnérable dans le cycle de vie des plantes, détermine l'établissement des semis et la croissance des plantes. La germination des graines est régulée par l'interaction des conditions environnementales et l'état de préparation physiologique (Steckel *et al.*, 2004). Chaque espèce végétale a une gamme spécifique d'exigences environnementales nécessaires à la germination (Baskin et Baskin, 1998). Le succès de la propagation naturelle dépend principalement de la réponse des graines aux facteurs environnementales externes. En plus, le succès de la germination peut refléter la taille de la population, la distribution et l'abondance des plantes (Rojas-Arechiga *et al.*, 1998; Ramirez-Padilla et Valverde, 2005). En effet, les conditions environnementales de la zone

d'occupation des espèces peuvent essentiellement déterminer les caractéristiques des semences et ses réponses à la germination. Principalement, la température, la disponibilité de l'eau, le sol ou le type de substrat et le taux d'échange de gaz peut favoriser ou inhiber la germination et influencent le processus de germination des graines (Fenner et Thompson, 2005; Cota-Sanchez et Abreu, 2007). Tous ces facteurs influent sur la germination, seule ou associés entre eux, de sorte que chaque partie ou population de graines montre des réponses différentes aux variations environnementales.

Plusieurs facteurs environnementaux tels que la température, la salinité, la lumière et l'humidité du sol influent simultanément la germination (El-Keblawy et Al-Rawai, 2006). Parmi ces différents facteurs de germination, la température est le facteur le plus important de régulation et le développement des plantes (Koger *et al.*, 2004). Les plantes ont des températures de base ou minimale, optimale et des températures de plafond pour la germination des graines. La température minimale ou de base est la plus basse température où les graines peuvent germer. La température optimale est la température dont les graines atteignent le taux de germination le plus élevé, et la température maximale ou de plafond est la température au-dessus de laquelle les graines ne peuvent pas germer (Alvarado et Bradford, 2002). L'utilisation des températures permet d'estimer les limites géographiques et sélectionner la durée appropriée avant le semis des graines (Ramin, 1997). Toutefois, le régime de température optimale pour la germination des graines des espèces des régions tempérées est de 15/30 °C (Copeland et McDonald, 2004) avec une moyenne de 21 °C (Baskin and Baskin, 1998 ; Guan *et al.*, 2009).

La salinité élevée est le problème du sol le plus répandu en limitant la distribution et la productivité des plantes (Qin *et al.*, 2010). La tolérance à la salinité pendant la germination est critique pour la mise en place de la culture de plantes dans les sols salins des régions arides (Khan et Gulzar, 2003). Une augmentation de la salinité induit une diminution du pourcentage de graines germées (Meot-Duros et Magné, 2008). Le faible taux de germination dans les sols salins est souvent le résultat de fortes concentrations de sels dans les zones de semis à cause du mouvement ascendant de la solution du sol et l'évaporation ultérieure de la surface du sol; ce qui attribue à la fois des effets osmotiques et toxiques (Song *et al.*, 2005). La germination des graines dans des conditions salines se produit après de fortes précipitations où la salinité du sol est généralement réduite en raison du lessivage (Redondo *et al.*, 2004).

L'Afrique du Nord a un climat méditerranéen, qui se définit par son caractère saisonnier de température et de précipitations, ce qui conduit à une période estivale chaude en été et une période humide fraîche en hiver et avec peu de précipitations d'environ 200-400 mm par an

pour les écosystèmes des zones semi-arides (Joffre *et al.*, 1999). Cette particularité du climat méditerranéen a des répercussions importantes sur la physiologie de la germination des plantes, car les conditions de sécheresse estivale limitent la disponibilité de l'eau et donc la germination, tandis que les températures fraîches d'hiver limitent également la germination pendant la saison avec une haute disponibilité de l'eau (Rundel, 1996). En outre, le déficit hydrique est une contrainte majeure limitant la production végétale dans le monde entier. Il affecte aussi négativement la germination des graines et diminue ou même inhibe complètement l'émergence des plantules (Kaya *et al.*, 2006). Sous la sécheresse, la germination et l'établissement des semis s'inhibent en raison de la baisse du potentiel hydrique, qui se traduit par la baisse de l'absorption de l'eau (Farooq *et al.*, 2009). Les dommages oxydatifs causés par la surproduction d'espèces réactives d'oxygène (ROS) est un autre problème majeur lorsque les plantes sont exposées à un stress hydrique (Gill et Tuteja, 2010). Il est nécessaire de diminuer les effets néfastes du stress hydrique pour obtenir de bons rendements des cultures (Achraf et Rauf, 2001). Certaines plantes ont des mécanismes pour faire face au stress, soit elles s'échappent à la sécheresse, maintiennent l'humidité intérieure ou tolèrent la déshydratation (Ali et Ashraf, 2011; Ashraf *et al.*, 2012). Dans ce contexte, une approche méthodologique couramment utilisée pour détecter le stress hydrique comme un facteur limitant pour la germination des graines est l'application du polyéthylène glycol (PEG) en tant que milieu osmotique (Michael et Kaufman, 1973).

Notre travail de recherche porte sur certaines espèces appartenant à la famille des lamiacées, dites aussi labiées, caractérisant le mont de Tessala (wilaya de Sidi Bel Abbès, Ouest d'Algérie) connues pour leurs vertus thérapeutiques et leur utilisations en médecine traditionnelle (Bouterfas *et al.*, 2014 ; Fertout-Mouri *et al.*, 2014 ; Kechar *et al.*, 2015 ; Tamert et Latreche, 2015) mais qui sont malheureusement soumises à diverses menaces (surpâturage, surexploitation, défrichage, incendie, etc.) (Cherifi *et al.*, 2011 ; Cherifi *et al.*, 2014). Il s'agit des espèces suivantes : *Ballota hirsuta*, *Marrubium vulgare*, *Sideritis incana*, *Stachys ocymastrum*, *Teucrium polium*, *Thymus fontanesii*.

Aux contraintes suscitées, ces espèces sont exposées également à l'impact de l'aridité du climat de la région méditerranéenne en général et de la zone de prélèvement de nos graines en particulier qui se traduit généralement par le dessèchement et la salinisation des sols qui se répercutent sur la germination et l'installation des plantes dans leurs habitats naturels.

Face à cette problématique, et dans le contexte de la biologie de la conservation, nous avons essayé à travers cette thèse de mettre le point sur la viabilité des graines des six espèces testées en étudiant leur comportement germinatif vis-à-vis de la température, de la salinité et

du déficit hydrique. En outre, nous avons effectué des essais préliminaires portant sur l'effet combiné de la température et de la durée de conservation sur la viabilité des graines de quelques espèces. Pour cela, différents paramètres de germination ont été évalués comme le temps de latence, la durée de germination, le taux final de germination, le temps moyen de germination et le temps moyen (T_{50}).

L'effet de la salinité a été mis en évidence en utilisant différentes concentrations de chlorure de sodium (NaCl) et celui du stress hydrique par l'emploi de différents potentiels hydriques induits par différentes concentration de polyéthylène glycol (PEG 6000).

Par ailleurs, l'effet de plusieurs traitements physico-chimiques permettant de lever la dormance des graines de *Teucrium polium*, qui se sont révélées dormantes, a été testée.

La thèse est scindée en deux parties :

La première partie est une synthèse bibliographique, comprenant les chapitres suivants:

1. Généralités sur les lamiacées et monographie des espèces étudiées ;
2. Biologie de la conservation ;
3. Données générales sur la physiologie de la germination.

La seconde partie, expérimentale, est représentée par les chapitres suivants :

1. Présentation du site de prélèvement des graines ;
2. Matériel biologique et méthodes d'étude ;
3. Résultats et discussion.

Cette thèse est achevée par une conclusion générale et des perspectives.

Partie I : *Synthèse bibliographique*

Chapitre I : *Généralités sur les lamiacées et monographie des espèces étudiées*

I. Généralité sur la famille des lamiacées

I.1. Présentation de la famille des lamiacées

Selon Judd *et al.* (2002), la distribution géographique des lamiacées est cosmopolite (fig. 1) . Les lamiacées sont rencontrées sous tous les climats, à toutes les altitudes. Certains des 200 genres que compte la famille sont quasiment cosmopolites, d'autres ont une distribution plus restreinte. Rare dans le milieu forestier tropical, les lamiacées se concentrent dans la région méditerranéenne (Bruneton, 2001).

La famille des lamiacées comprend près de 6700 espèces regroupées dans environ 250 genres (Miller *et al.*, 2006). Les labiées sont des arbustes, sous arbrisseaux, ou plante herbacées en générale odorantes, à tige quadrangulaires, feuilles en général opposées sans stipules. Fleurs pentamères en générale hermaphrodites. Calice à cinq divisions. Corolle en générale bilabée longuement tubuleuse parfois à 4-5 lobes subégaux ou à une seule lèvre, lèvre inférieure trilobée, la supérieure bilobée. Étamines 4, la cinquième nulle ou très réduite, parfois deux étamines et deux staminodes. Ovaire super à carpelles originellement bi-ovulés, ensuite uniovulés par la constitution d'une fausse cloison (Quezel et santa, 1963).

Les lamiacées sont très nombreuses les espèces les plus cités dans la littérature sont : *Salvia officinalis* (Fellah *et al.*, 2006), *Mentha spicata* (Choudhury *et al.*, 2006), *Origanum vulgare* (Dimitrijević *et al.*, 2007 ; Tamert *et al.*, 2015) , *Rosmarinus officinalis* (Marzouk *et al.*, 2006 ; Gachkar *et al.*, 2007), *Ocimum basilicum* (Lee *et al.*, 2007). Ainsi que de nombreuses espèces du genre *Thymus* qui ont été abondamment étudiées (Rota *et al.*, 2008).

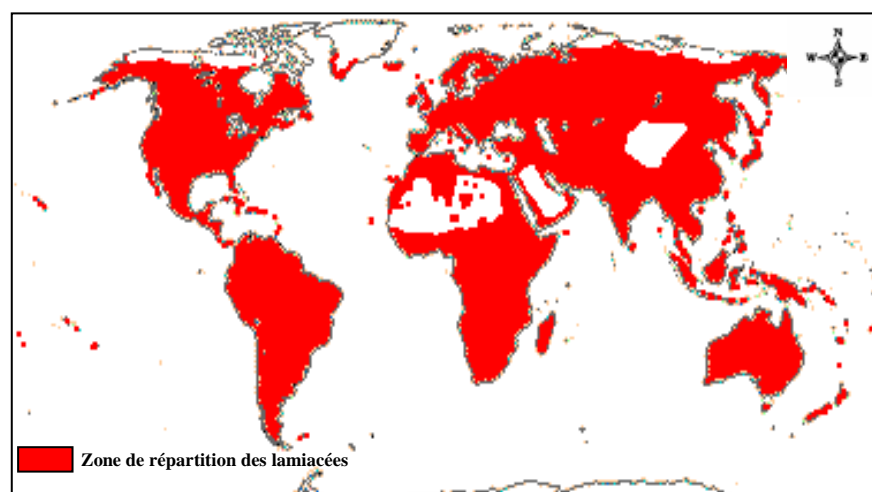


Figure 1. Répartition mondiale des lamiacées (Stevens, 2010)

I.2. Classification de la famille des lamiacées

La famille des lamiacées possède une distribution cosmopolite et des caractères morphologiques caractéristiques. En 1789 de Jussieu a nommé la famille lamiacées, la classification de la majorité des sous-familles a été faite par Bentham en 1876 et la révision a été présentée par Briquet en 1895. La classification de ce dernier a longtemps été la plus utilisée pour cette famille de plantes. En 1992, 21 genres de Verbénacées ont été transférés aux lamiacées (Cantino, 1992).

Ancienne classification :

Embranchement	Spermaphytes (plantes à graines)
Sous embranchement	Angiospermes
Classe	Dicotylédones
Sous-classe	Gamopétales (pétales soudés)
Série	Superovariées Tétracycliques (ovaire supère, 1 seul verticille d'étamines)
Ordre	Lamiales
Famille	Lamiaceés (<i>Lamiaceae</i>)

La classification APG est la classification scientifique des Angiospermes la plus récente établie selon les travaux d'un groupe de chercheurs, the Angiosperm Phylogeny Group. Elle traduit les efforts faits en systématique pour que les systèmes de classification reflètent au mieux la phylogénie des familles mise en lumière par les avancées constantes de la génétique (Spichiger *et al.*, 2000). Cette classification, révisée en 2009 (APG, 2009) et basée en grande partie sur les analyses des gènes chloroplastiques, introduit, même au niveau des familles, des changements notables avec la classification classique. Par exemple, l'ancienne famille des Liliacées est maintenant éclatée en une dizaine de familles. Le tableau 1 présente l'évolution de la classification de la famille des lamiacées.

Selon la répartition de Cantino en 1992 la famille des lamiacées est divisée en 8 sous-familles : Viticoïdeae, Teucroïdeae, Chloanthoïdeae, Ajugoïdeae, Scutellarioïdeae, Lamioïdeae, Pogostemoïdeae, Nepetoïdeae.

Tableau 1. Evolution de la position de la famille des lamiacées dans la systématique

	Engler 1877-1924	Cronquist 1957-1988	Dahlgren 1981-1983	Thorne 1992	Takhtajan 1997	APG II 2003
						Eudicots
Classe	<i>Dicotyledonae</i>	<i>Magnoliopsidae</i>	<i>Magnoliopsidae</i>	<i>Magnoliopsidae</i>	<i>Magnoliopsidae</i>	Tricolpées évoluées
Sous-classe	<i>Sympetales</i>	<i>Asteridae</i>	<i>Magnoliidae</i>	<i>Magnoliidae</i>	<i>Lamiidae</i>	<i>Asteridae</i>
Super-ordre			<i>Lamianae</i>	<i>Gentiananae</i>	<i>Lamianae</i>	Euastéridées I
Ordre	<i>Tubiflorae</i>	Lamiales	Lamiales	Scrophulariales	Lamiales	Lamiales
Sous-ordre	<i>Verbenineae</i>					
Famille	<i>Labiatae</i>	<i>Lamiaceae</i>	<i>Lamiaceae</i>	<i>Lamiaceae</i>	<i>Lamiaceae</i>	<i>Lamiaceae</i>

Selon la classification APGII des lamiacées, ont reconnu 7 sous-familles ; une nouvelle sous-famille a été créée Symphorematoïdeae (Symphoremataceae) ; 2 sous-familles ont été supprimées (Teucroïdeae et Pogostemoïdeae) (Harley *et al.*, 2004). Le tableau 2 montre l'organisation des lamiacées selon APGII.

Tableau 2. Répartition de la famille des lamiacées selon APGII

Sous-Famille	Tribu	Sous-tribu	Exemples d'espèces	
I. Symphorematoïdées			<i>Congea tomentosa</i> Roxb	
II. Viticoïdées			<i>Vitex agnus-castus</i>	
III. Prostantheroïdées (Chloanthoïdées)				
IV. Ajugoïdées			<i>Ajuga reptans</i>	
V. Scutellarioïdées			<i>Scutellaria columnae</i>	
VI. Lamioïdées			<i>Marrubium vulgare</i> et <i>Phlomis bovei</i>	
VII. Népétoïdées	1.	<i>Elholtzieae</i>	<i>Perilla frutescens</i>	
	2.	<i>Mentheae</i>	<i>Mentha spicata</i> , <i>Thymus mastichina</i>	
	3.	<i>Lavanduleae</i>	<i>Lavandula angustifolia</i>	
	4.	a.	<i>Hyptidinae</i>	<i>Hyptis pectinata</i>
		b.	<i>Ociminae</i>	<i>Ocimum americanum</i>
c.		<i>Plectranthinae</i>	<i>Plectranthus amboinicus</i>	

II. Monographie des espèces

Cette partie est une monographie sur les espèces végétales étudiées sur lesquelles ont été prélevées les graines destinées aux différents essais de germination réalisés.

II.1. *Ballota hirsuta* Benth.

II.1.1. Caractéristiques morphologiques et botaniques du genre *Ballota*

Herbes ou arbrisseaux vivaces, très hispides à tige carrées. Feuilles opposées et ovales \pm cordiformes. Inflorescences en longs épis de verticillastres feuillés interrompus. Calice monophylle, tubulé, à dix stries et à cinq dents pointues, fines et très ouvertes au sommet. Corolle monopétale labiée, à tube cylindrique, ayant la lèvre supérieure droite, un peu concave et légèrement crénelée, l'inférieure plus grande, à trois lobes, dont celui du milieu, plus large, est plus ou moins échancré ; quatre étamine inégales, deux par deux ; quatre ovaires supérieurs, d'entre lesquels s'élève un style filiforme terminé par un stigmate bifide ; quatre semences nues, ovales et attachées au fond du calice (Quézel et Santa, 1963 ; Tutin *et al.*, 1972).

II.1.2. Répartition géographique du genre *Ballota*

II.1.2.1. Dans le monde

Il y a environ 33 espèces de genre *Ballota* qui sont présentes dans les régions tempérées de l'Europe, de l'Afrique du Nord et de l'Asie occidentale avec une diversité plus élevée dans la région méditerranéenne (Citoglu *et al.*, 1998 ; Seidel *et al.*, 1999).

II.1.2.2. En Algérie

Selon Quezel et Santa (1963), le genre *Ballota* est représenté par seulement 2 plantes vivaces répandues en Algérie et qui sont illustrées dans le tableau 3 :

Tableau 3. Localisation et principaux caractères des espèces du genre *Ballota* localisées en Algérie

Espèce	Découverte par	Localisation	Principaux caractères
<i>B. nigra</i>	Linné	Très commune dans dans toute l'Algérie.	Calice en entonnoir à 5 dents très courtes, un peu étalées en dehors. Tiges herbacées. Feuilles toutes pétiolées dentées.

<i>B. hirsuta</i>	Benth.	Assez commune dans : le secteur oranais, secteur de l'Atlas Saharien, secteur du Sahara Septentrional et le secteur du Sahara Septentrional.	Calice à limbe foliacé largement rotacé réticulé multifide, à 5 dents principales. Feuilles supérieures sessiles à dents très obtuses. Corolle rosée à lèvre supérieure bifide.
-------------------	--------	--	---

II.1.3. Caractères botaniques de *B. hirsuta*

Tiges ligneuses et velues à 24-60 cm. Feuilles supérieures sessiles à dents très obtuses, Les feuilles caulinaires inférieures et moyennes sont 3-6 x 3-5 cm, cordées ou tronqué à la base, ovales ou sous-orbulaire, crénelée; pétiole des feuilles inférieures et d'une longueur entre 5-40 mm. Calice est de 10-12 mm à limbe foliacé de 8-10 mm de diamètre, 10 lobes ou plus, jusqu'à 2 mm, triangulaire-acuminé, parfois denté, largement rotacé multifide à 5 dents principales irrégulières (fig. 2). Bractées subulées, linéaire, membraneuses. Fleurs sont en verticilles. Corolle rosée à lèvre supérieure bifide (Patzak, 1962 ; Quézel et Santa, 1963 ; Tóth, 2009). Les principaux habitats de *B. hirsuta* sont les forêts claires, rochers, broussailles, plaine et basses et moyennes montagnes (Bammi et Douira, 2004).



Figure 2. Les différents organes du *B. hirsuta* (cliché : Dadach, 2016)

II.1.4. Systématique de *B. hirsuta*

Selon APG II (2003) la classification qu'occupe *B. hirsuta* dans la systématique est la suivante:

Règne	Plantae
Embranchement	Spermaphytes
Sous-embranchement	Angiospermes
Clade	Eu-dicotylédones
Clade	Asterideae
Clade	Astéridées 2 hypogynes
Ordre	Lamiales
Famille	Lamiacées
Genre	<i>Ballota</i>
Espèce	<i>Ballota hirsuta</i> Benth.

II.2. *Marrubium vulgare* L.

II.2.1. Caractéristiques morphologiques et botaniques du genre *Marrubium*

L'origine de l'expression « Marrube », des mots hébreux « Mar » veut dire « suc » et « rob », « amer ». Le nom « *Marrubium* » signifie aussi une ville italienne des Marseilles, qui passe pour de grands magiciens. Ce sont des plantes vivaces, leur aspect général est tomenteux, ligneux. Parmi les caractéristiques du genre *Marrubium*. Les feuilles ont toutes un pétiole, crénelées-dentées, rugueuses-réticulées et nervures en réseau. Les fleurs sont blanches, petites, disposées en verticilles axillaires, munies de bractéoles. Le calice est tubuleux à dents non épineuse, au nombre de 10 ou de 20 (plus rarement de 5), à 10 nervures principales. La corolle dont le tube est renfermé dans le calice présente une lèvre supérieure dressée et presque plane terminée par deux lobes et une lèvre inférieure à 3 lobes dont le médian est plus grand. Les 4 étamines sont toutes de même longueur (courtes), renfermées dans le tube de la corolle, à filets parallèles, à anthères toutes fertiles. Les 4 parties du fruit sont arrondies au sommet (Marmey, 1958 ; Quezel et Santa, 1963 ; Coste, 1998).

II.2.2. Répartition géographique du genre *Marrubium*

II.2.2.1. Dans le monde

Le genre *Marrubium* appartient à la famille des lamiacées et comprend environ 75 espèces répandues dans une grande partie du globe et notamment en l'Europe en dehors de l'extrême Nord, Australie et New Zélande (Greuter *et al.*, 1986 ; Baba Aissa, 1999). Elle se trouve aussi en Afrique du Nord, surtout en région méditerranéenne au centre et au Sud Ouest de l'Asie et au Canaries. Elle est naturalisée dans l'Amérique du Nord et dans l'Amérique du Sud (Bonnier, 1990).

II.2.2.2. En Algérie

D'après Quezel et Santa (1963), le genre *Marrubium* représente environ six espèces de plantes vivaces répandues en Algérie et qui sont illustrées dans le tableau 4 :

Tableau 4. Localisation et principaux caractères des espèces du genre *Marrubium* localisées en Algérie

Espèce	Découverte par	Localisation	Principaux caractères
<i>M. vulgare</i>	Linné	Commune dans toute l'Algérie.	Arbuste à tiges et face inférieure des feuilles blanches tomenteuses. Inflorescences en glomérules verticillés. Calice à 10 dents.
<i>M. supinum</i>	Linné	Rare dans: Sous-secteur de l'Atlas Saharien oranais et algérois, Sous-secteur des Hauts-Plateaux algérois et oranais.	Fleurs roses. Tiges, feuilles et calices pubescents laineux. Feuilles orbiculaires cunéiformes.
<i>M. peregrinum</i>	Linné	Très rare dans : sous secteur de l'Atlas Tellien.	Feuilles florales très différentes des autres. Tiges ± dressées. Inflorescences lâches, ramifiées.
<i>M. Alysson</i>	Linné	Très commune partout sauf sur le littoral algéro-constantinois.	Sous-arbrisseau à feuilles cunéiformes, arrondies crénelées en haut. Calice à 5 grosses nervures et à lobes indurés terminés en pointe aiguë vulnérante.
<i>M. alyssoides</i>	Pomel	Rare dans : sous-secteur des plaines littorales, de l'Atlas Tellien sur les confins algéro-marocains.	Tiges et feuilles densément laineuses. Epis florifères denses, larges de 2 cm. Calices longs de 7-8 mm.
<i>M. deserti</i>	Noé	Commune dans : Secteur du Sahara Septentrional et Secteur du Sahara Septentrional.	Tiges et feuilles blanchâtres à pilosité apprimée très courte. Epis grêles et lâches, interrompus.

II.2.3. Caractères botaniques de *M. vulgare*

Marrubium vulgare L. (Marrube blanc ou Marrube commun) est une plante herbacée, pérenne et vivace de 30 à 80 cm de hauteur, d'aspect blanchâtre ressemblant légèrement à la menthe, a odeur forte, pénétrante, agréable, légèrement musquée, sa saveur est à la fois chaude et amère. Feuilles ont toute une longueur de 2 à 5 cm, elles sont opposées et sont pétiolées. Leur forme générale est ovale ou arrondie, dite « suborbiculaires ». Elles sont feutrées, cotonneuses et de couleur blanchâtre à leur face inférieure (recouvertes d'un duvet blanc abondant); leur face supérieure est de couleur vert clair ; elles sont gaufrées, leur nervation est réticulée et leur bordure est crénelé.

Fleurs blanches comme beaucoup d'autres lamiacées, relativement petites, apparaissent du mois de mai jusqu'au mois de septembre, et parfois encore en hiver. Les petites bractées qui accompagnent les fleurs sont très étroites et crochues dans leurs parties supérieures. L'inflorescence est faite en glomérules compacts verticillés (disposés en anneau au niveau de la tige). Tiges mesurent 30 à 80 cm elles sont cotonneuses, très feuillées épaisses rameuses à la base. Elles sont dites « tétragone » ou « quadrangulaires ». Elles sont carrées comme beaucoup d'autre lamiacées (fig. 3). Limbe est fortement ridé en réseau, irrégulièrement crénelé, à contour largement ovale ou arrondi, se rétrécissent en coin à sa base, velu, cotonneux et blanchâtre sur la face inférieure, poilu mais vert (rarement blanchâtre) sur la face supérieure. Calice est velu, cotonneux, avec un anneau de poils vers l'intérieur en haut du tube, il est terminé par 6 à 10 dents crochues (fig. 3). Corolle est blanche bilabée, couverte de petits poils à l'extérieur, présente un tube courbe, resserré vers le milieu et ayant à ce niveau, à l'intérieur, un anneau de poils, qui est dispose transversalement. (Quezel et Santa, 1963 ; Kaabeche, 1990).

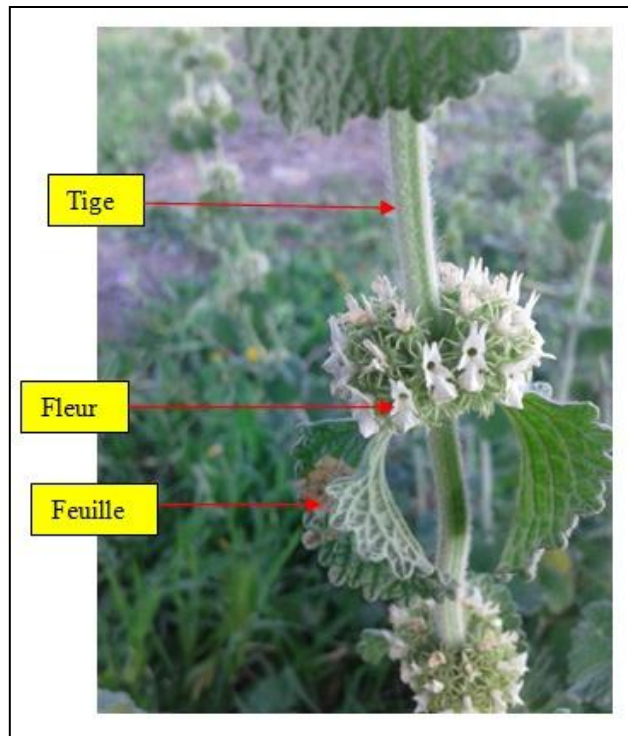


Figure 3. Les différents organes du *M. vulgare* (cliché : Dadach, 2016)

II.2.4. Systématique de *M. vulgare*

Selon Cronquist (1988) et Judd *et al.* (2002) la classification qu'occupe *M. vulgare* dans la systématique est la suivante:

Règne	<i>Plantae</i>
Embranchement	Spermaphytes
Sous-embranchement	Angiospermes
Classe	<i>Magnoliopsidae</i>
Sous-classe	<i>Asteropsidae</i>
Ordre	Lamiales
Famille	Lamiacées
Genre	<i>Marrubium</i>
Espèce	<i>Marrubium vulgare</i>

II.3. *Sideritis incana* L.

II.3.1. Caractéristiques morphologiques et botaniques du genre *Sideritis*

Ce sont des plantes annuelle à racine très grêle, tige herbacées ou dont les tiges sont ligneuses vers leur base, à feuilles entières ou dentées, à fleurs jaunâtres, jaunes, blanches ou rarement un peu rosées avec une inflorescence terminales. Les plantes de ce genre ont un calice à 5 dents terminées en épine, et dont le tube est parcouru longitudinalement par 10 nervures principales. La corolle, dont le tube est complètement renfermé dans le calice et est muni en dedans d'un anneau de poils, présente une lèvre supérieure dressée, peu ou pas courbée ni concave, entière ou échancrée au sommet; la lèvre inférieure est à 3 lobes étalés dont le médian est plus grand que les autres. Il y a 4 étamines, relativement courtes, renfermées dans le tube de la corolle. Les 2 étamines supérieures ont des anthères à loges opposées bout à bout et n'ouvrant par une lente longitudinale commune ; les deux étamines inférieures ont des anthères mal formées. Le style, renfermé dans la corolle, se termine par 2 stigmates dont l'un est cylindrique et dont l'autre, élargi, embrasse la base du premier. Les 4 parties du fruit-sont arrondies à leur sommet (Quézel et Santa, 1963 ; Bonnier et Douin, 1994).

II.3.2. Répartition géographique du genre *Sideritis*

II.3.2.1. Dans le monde

Le genre *Sideritis* est représenté par plus de 150 espèces, est répandue dans les régions tropicales, subtropicales jusqu'au du Nord tempéré du vieux monde et principalement dans l'hémisphère Nord et plus précisément dans la région méditerranéenne (Obon de Castro et Nunez, 1994 ; Piozzi et Bruno, 2011).

II.3.2.2. En Algérie

Selon Quézel et Santa (1963) le genre *Sideritis* est représenté en Algérie par 8 espèces (Tableau 5).

Tableau 5. Localisation et principaux caractères des espèces du genre *Sideritis* localisées en Algérie

Espèce	Découverte par	Localisation	Principaux caractères
<i>S. montana</i>	Linné	Très commune dans : Le secteur des Hauts-Plateaux et	Corolle jaunâtre, petite, dépassant à peine le calice. Calice campanulacé à

		le secteur de l'Atlas Saharien. Très rare ailleurs.	5 dents subégales, épineuses au sommet.
<i>S. romana</i>	Linné	Très rare dans : Grande et petite Kabylie et le sous-secteur de l'Atlas Tellien.	Corolle blanche, bien plus longue que le calice. Calice à dent supérieure très élargie, bien plus grande que les autres.
<i>S. ochroleuca</i>	Noé	Rare dans : Le sous-secteur de l'Atlas Saharien oranais et le sous-secteur des Hauts-Plateaux algérois et oranais.	Tiges et feuilles glabres ou glabrescentes, un peu scabres, vertes. Plante robuste à tiges très nombreuses. Epis grêles à verticillastres très distants. Bractées florales laciniées ou ± entières.
<i>S. incana</i>	Linné	Assez commune partout sauf dans le Tell algéro-constantinois.	Tiges et feuilles au moins en partie canescentes tomenteuses. Calice tomenteux ou simplement hispide. Fleurs jaunes à gorge rose.
<i>S. maura</i>	Noé	Rare dans : Le sous-secteur des Sahels littoraux.	Epis florifères longs de 3-5 cm, denses. Feuilles florales plus courtes que les calices. Fleurs jaunes.
<i>S. arborescens</i>	Salzm.	Garrigues littorales.	Epis florifères longs de 10-20 cm. Feuilles florales plus longues que les calices
<i>S. subatlantica</i>	Doum.	Très rare dans : Le sous-secteur des Sahels littoraux.	Epis larges de 15-20 mm. Feuilles spatuliformes dentées, larges de 6-10 mm, en général très hispides.
<i>S. hyssopifolia</i>	Linné	Indiqué à Constantine (Meyer), mis en doute par Maire.	Epis larges de 10-12 mm. Feuilles lancéolées linéaires, faiblement dentées larges de 2-3 mm, les supérieures souvent entières.

II.3.3. Caractères botaniques de *S. incana*

La partie inférieure de cette plante est une souche un peu ligneuse, qui pousse plusieurs tiges ou espèces de rameaux droit, très-grêle. Feuilles au moins en partie canescentes tomenteuses, elles sont blanches, cotonneuses, longues de 5 cm. Epis denses à verticillastres en général rapprochés. Calice tomenteux ou simplement hispide atteignant 8-10 mm. Fleurs jaunes à gorge rose, remarquables par la lèvre supérieure de leur corolle, qui est longue, étroite et redressée (fig. 4); les bractées sont plus courtes que les calices (Quézel et Santa, 1963).



Figure 4. Les différents organes de *S. incana* (cliché : Amar, 2016)

II.3.4. Systématique de *S. incana*

Selon APG II (2003) la classification qu'occupe *S. incana* dans la systématique est la suivante:

Règne	<i>Plantae</i>
Embranchement	Spermaphytes
Sous-embranchement	Angiospermes
Clade	Eu-dicotylédones
Clade	<i>Asterideae</i>
Clade	Astéridées 2 hypogynes
Ordre	Lamiales
Famille	Lamiacées
Genre	<i>Sideritis</i>
Espèce	<i>Sideritis incana</i>

II.4. *Stachys ocymastrum* L.

II.4.1. Caractéristiques morphologiques et botaniques du genre *Stachys*

Stachys ce sont des plantes vivaces, parfois annuels, velues, à tiges dressées. Racines grêles, elles poussent de ses racines plusieurs jets, lesquels sont plus blancs que ceux du

marrube. Feuilles glabrescente, lancéolées crénelées, en verticilles formants des épis feuillés denses ou lâches, produit plusieurs feuilles velues, planes, dures, fort odorantes. Fleurs jaunes ou jaunâtres ± tachées de brun ou de rouge, peuvent être blanches ou roses. Lèvre intérieure de la corolle trilobée, le supérieur profondément bilobé. Calice à 5 dents égales, 5-10 nervures (Quézel et Santa, 1963 ; Grey-Wilson et Balamey, 2014).

II.4.2. Répartition géographique du genre *Stachys*

II.4.2.1. Dans le monde

Genre *Stachys* est l'un des plus nombreux genres de la famille lamiacées. Il comprend plus de 275 à 300 espèces. Ce genre comprend les herbes médicinales et des espèces spontanées (Legkobit et Khadeeva, 2004). Le genre *Stachys* est répandu dans une grande partie du globe, diversifié dans les régions tempérées chaudes de la Méditerranée et Asie Sud Ouest et des centres secondaires dans le Nord et l'Amérique du Sud et en Afrique centrale (Rechinger et Hedge, 1982). En termes de nombre d'espèces, il existe 2 principaux centres de diversité. Le premier centre est limité au Sud et est de l'Anatolie, du Caucase, au Nord-Ouest de l'Iran, et Nord de l'Irak, tandis que le second se limite à la péninsule des Balkans. Le centre asiatique est principalement composé d'éléments phytogéographiques méditerranéens et Irano-touraniens. D'autre part, le centre européen embrasse les régions phytogéographiques méditerranéennes et Euro-Sibérie (Dündar *et al.*, 2013). *Stachys* est divisé en 2 sous-genres *Stachys* et *Betonica* (Bhattacharjee, 1980). Un troisième sous-genre, *Menitskia*, a été suggéré par Krestovskaya (2003) comme un sous-genre monotypique en plus. Les plantes de ce genre ont longtemps été appliquées dans la médecine populaire pour traiter des tumeurs des organes génitaux, des tumeurs inflammatoires, des ulcères et la toux (Duke, 1986).

II.4.2.2. En Algérie

Le genre *Stachys* représente environ quatorze espèces de plantes vivaces et annuelles répandues en Algérie et qui sont représentées dans le tableau 6 selon Quézel et Santa (1963).

II.4.3. Caractères botaniques de *S. ocymastrum*

Plantes vivaces qui ne dépassent pas les 90 cm. tiges dressées généralement poilue. Corolle à lèvre supérieure émarginée, blanc et plus petite (10-15 mm), lèvre inférieure jaunâtre ± ponctuée de brun à la gorge (fig. 5). Calice fructifère de 9-10 mm à dents aiguës. Feuilles ovoïdes souvent cordées à la base, les florales sessiles. Akène de 1,5 à 1,7 mm (Quézel et

Santa, 1963).

Tableau 6. Localisation et principaux caractères des espèces du genre *Stachys* localisées en Algérie

Espèce	Découverte par	Localisation	Principaux caractères
<i>S. annua</i>	Linné	Indiqué en Algérie sans localité précise, douteux, à rechercher	Tiges et feuilles glabrescentes. Corolle à lèvre supérieure ment bilabiée. Feuilles lancéolées crénelées.
<i>S. duriaei</i>	Noé	Assez commune dans : la frontière tunisienne et le Secteur du Tell constantinois. Très rare ailleurs	Corolle à lèvre supérieure entière, jaunâtre ± lavée de rouge, rarement rosée. Feuilles oblongues, progressivement atténuées en pétiole.
<i>S. ocymastrum</i>	Linné	Commune dans toute l'Algérie.	Corolle à lèvre supérieure émarginée, plus petite, jaunâtre ± ponctuée de brun à la gorge.
<i>S. marrubifolia</i>	Viv.	Rare dans le Secteur Kabyle et Numidien.	Feuilles florales des verticillastres supérieurs presque nulles. Feuilles inférieures ovoïdes crénelées, pétioles 1,5 fois plus longs que larges.
<i>S. arvensis</i>	Linné	Très commune dans tout le Tell.	Calice de 5-6 mm tubuleux à dents herbacées récurvées vers l'intérieur.
<i>S. brachyclada</i>	Noé	Commune dans : Sous-secteur des Sahels littoraux et des plaines littorales.	Calice de 7-10 mm en cloche, à dents aristées récurvées vers l'extérieur, très hispide. Corolle à lèvre supérieure bilobée..
<i>S. maritima</i>	Linné	Très rare dans la Petite Kabylie.	Fleurs jaunes. Plante tomenteuse blanchâtre, à feuilles elliptiques oblongues finement crénelées.
<i>S. officinalis</i>	Linné	Assez commune dans les forêts des montagnes.	Inflorescences spiciformes denses Corolles rouges à tube jaune sans anneau de poils, velues extérieurement.
<i>S. arenaria</i>	Vahl.	Assez rare dans le littoral. Très rare à l'intérieur.	Feuilles linéaires lancéolées longuement rétrécies en pétioles. Feuilles florales réduites. Epis à verticillastres distants.
<i>S. saxicola</i>	Cosson	Très rare dans : Sous-secteur des plaines littorales.	Plante entièrement blanchâtre-tometeuse laineuse, sauf sur la face supérieure des feuilles qui est grisâtre.
<i>S. hydrophila</i>	Boissier	Rare dans : La petite et la grande Kabylie.	Plantes à tiges glabrescentes. Pétioles et feuilles revêtus de courts poils rétrorses. Corolle purpurine.
<i>S. guyoniana</i>	Noé	Rare dans : Aurès et Monts du Hodna.	Akènes grisâtres, fortement rugueux. Plantes à tiges prostrées flexueuses.
<i>S. mialhesi</i>	Noé	Rare dans : Sous-secteur littoral et la grande Kabylie.	Corolle blanchâtre maculée de rose. Feuilles molles, lâchement hérissées de poils raides blanchâtres.
<i>S. circinnata</i>	l'Her.	Assez commune : dans toute l'Algérie et surtout en montagne	Corolle rosée à anneau de poils oblique et incomplet. Feuilles épaisses ± réticulées gaufrées, revêtues d'un épais tomentum de poils courts.



Figure 5. Les différents organes du *S. ocymastrum* (cliché : Dadach, 2015)

II.4.4. Systématique de *S. ocymastrum*

Classification qu'occupe *Stachys ocymastrum* dans la systématique selon Guignard (2001) et Judd *et al.* (2002) est la suivante :

Règne	<i>Plantae</i>
Embranchement	Spermaphytes
Sous-embranchement	Angiospermes
Classe	<i>Dicotyledonae</i> (Eudicots)
Sous-classe	<i>Asteropsidae</i>
Ordre	Lamiales
Famille	Lamiacées
Genre	<i>Stachys</i>
Espèce	<i>Stachys ocymastrum</i>

II.5. *Teucrium polium* L.

II.5.1. Caractéristiques morphologiques et botaniques du genre *Teucrium*

Teucrium se distingue des autres membres de *Lamiaceae* par l'absence de lèvre supérieure de la corolle et qui est constituée d'une seule lèvre (inférieure) à cinq lobes plus ou moins développés avec style non-gynobasique. Dans ces flores, il faut entendre par lèvre inférieure

tout ce qui est en dessous du faisceau formé par le style et les filets des étamines. Le tube de la corolle est dépourvu d'anneau de poils à l'intérieur. Quatre étamines saillantes, didyames, quatre ovaires, au centre desquels est un style filiforme, de la longueur des étamines et terminé par un stigmate bifide (Ekim, 1982; Navarro et El Oualidi, 2000; De Martino *et al.*, 2010). Tiges herbacées ramifiées dès la base. Feuilles très profondément découpées, opposées, lobées ou crénelées, triangulaires, pétiolées, crénelées et verdâtre lorsqu'elles sont sec. Absence des feuilles basales. Calice monophylle, persistant, lobé à cinq dents (supérieure bien plus grande que les autres). Il se trouve quatre graines au fond du calice (Quézel et Santa, 1963 ; Leistner, 2000).

II.5.2. Répartition géographique du genre *Teucrium*

II.5.2.1. Dans le monde

Genre *Teucrium* sont des plantes vivace souvent pérenne, appartenant à la famille des lamiacées, sous-famille *Ajugoideae* (Harley *et al.*, 2004). Ce genre est très grand, polymorphes et cosmopolite composée d'environ 260 espèces (plus de 370 taxons) (Tutin et Wood, 1972; Govaerts *et al.*, 2013.). Environ 250 espèces du genre sont réparties principalement en Europe, Afrique du Nord et dans les parties tempérées de l'Asie. Le bassin méditerranéen est le principal centre de sa diversité (Cantino *et al.*, 1992; Navarro et El Oualidi, 2000; Govaerts *et al.*, 2013). Le *Teucrium* en continent africains est plus abondants en Nord-est de l'Afrique tropical, sur les montagnes, et va à travers l'Afrique orientale vers l'Afrique du Sud (Van Wyk *et al.*, 2008).

II.5.2.2. En Algérie

Le genre *Teucrium* représente plusieurs espèces de plantes vivaces et annuelles répandues en la majeure partie de l'Algérie et qui sont représentées dans le tableau 7 selon Quézel et Santa (1963).

Tableau 7. Localisation et principaux caractères des espèces du genre *Teucrium* localisées en Algérie

Espèce	Découverte par	Localisation	Principaux caractères
<i>T. pseudo-Chamaepitys</i>	Linné	Très commune surtout dans le Tell.	Feuilles à 3-5 segments linéaires, entiers ± divisés, mucronés. Corolle blanche ± tachée de rose ou de violet.
<i>T. campanulatum</i>	Linné	Rare dans : Le secteur des	Calice à tube court campanulé.

		Hauts-Plateaux et le secteur de l'Atlas Saharien. Très rare dans : Le sous-secteur des Sahels littoraux, des plaines littorales, l'Atlas Saharien oranais et Secteur du Sahara Septentrional	Corolle blanchâtre. Plante vivace à souche épaisse, à tiges prostrées.
<i>T. botrys</i>	Linné	Très rare en Constantine.	Calice tubuleux bossu à la base. Corolle rose. Plante annuelle ou bisannuelle à tiges dressées.
<i>T. spinosum</i>	Linné	Très rare dans : Secteur du Tell constantinois.	Rameaux et bractéoles spinescents après la floraison. Calice à dent supérieure fortement dilatée et formant la lèvre supérieure.
<i>T. resupinatum</i>	Desfontaines	Commune dans le Tell. Très rare ailleurs.	Plante hispide à pilosité courte et dense, verte. Corolle jaunâtre 2 fois plus longue que le calice.
<i>T. mauritanicum</i>	Noé	Très rare dans le sous-secteur des Sahels littoraux	Plante très hérissée ± grisâtre. Inflorescence non unilatérale. Calice hérissé à sa base de longs poils dressés (1,5-2 mm).
<i>T. atratum</i>	Pomel.	Rare dans : La grande et petite Kabylie.	Calice glabrescent ou à pilosité opprimée très courte, accrescent, membraneux sur le fruit, à dent supérieure largement ovale.
<i>T. pseudo-Scorodoni</i>	Desfontaines	Assez commune dans : Le sous-secteur des Sahels littoraux et littoral, Secteur Kabyle et Numidien et du Tell constantinois.	Tiges et face inférieure des feuilles veloutées blanchâtres. Bractées florales linéaires. Calice à tube bossu à la base.
<i>T. kabylicum</i>	Battandier	Très rare dans le secteur Kabyle et Numidien.	Bractées florales lancéolées-ovoïdes. Calice à tube non bossu à la base. Pilosité de l'inflorescence constituée en majeure partie par des poils glanduleux capités.
<i>T. fruticans</i>	Linné	Très rare dans : Le sous-secteur des Sahels littoraux et de l'Atlas Tellien.	Arbuste de 40-120 cm, à feuilles ovoïdes ou linéaires, vertes et glabres en dessus, blanches en dessous. Inflorescences en longs épis feuillés.
<i>T. montanum</i>	Linné	Très rare dans le sous-secteur des Sahels littoraux.	Feuilles lancéolées vertes en dessus, blanches en dessous. Calice glabre, membraneux. Corolle blanc-jaunâtre.
<i>T. scordioides</i>	Schreb.	Commune dans le Tell. Rare ailleurs.	Fleurs 1-2 à l'aisselle des feuilles supérieures. Pas d'inflorescence individualisée. Plante à tiges herbacées érigées, de 10-60 cm, très hispide, blanchâtre en entier.
<i>T. lucidum</i>	Linné	Indiqué en Algérie par Desfontaine.	Sous-arbrisseaux entièrement glabres. Feuilles ovales rhomboïdales, luisantes en dessous.
<i>T. santae</i>	Quézel et Simonneau	Très rare dans le sous-secteur des plaines littorales.	Tiges florifères grêles, décombantes, simples, nombreuses, naissant d'une souche ligneuse. Feuilles caulinaires supérieures et florales verticillées par 4-6 en verticilles

			disjoints,
<i>T. chamaedrys</i>	Linné	Assez commune dans : le Tell et le sous-secteur de l'Atlas Saharien constantinois.	Plante basse à tiges prostrées rampantes. Grappes feuillées inférieurement, feuilles supérieures sessiles.
<i>T. bracteatum</i>	Desfontaines	Assez commune dans le secteur oranais	Feuilles lancéolées à 10-20 paires de denticulations fines. Bractées florales lancéolées longuement atténuées en pétiole.
<i>T. flavum</i>	Linné	Commune dans toute l'Algérie.	Arbuste ou sous-arbrisseau à tiges dressées 30-80 cm, au moins en partie ligneuses. Inflorescences ± longuement spiciformes.
<i>T. buxifolium</i>	Schreb.	Très rare dans le sous secteur de l'Atlas Tellien	Feuilles à limbe blanchâtre en dessous. Fleurs de 15-17 mm à calice membraneux long de 8-10 mm, à dents courtes et triangulaires.
<i>T. ramosissimum</i>	Desfontaines	Très rare dans le sous-secteur de l'Atlas Saharien constantinois.	Feuilles vertes en dessous, simplement pubescentes. Fleurs de 10-12 mm. Calice de 4-6 mm, à dents longuement aiguës sétacées.
<i>T. compactum</i>	Clemente	Très rare dans le sous-secteur de l'Atlas Saharien constantinois.	Feuilles planes, cunéiformes, progressivement rétrécies en pétiole. Plante hérissée de longs poils blancs.
<i>T. polium</i>	Linné	Plante à sous espèces cosmopolites.	Feuilles linéaires ou lancéolées à marge en général révoluée, denticulées-crénelées. Inflorescences en têtes denses capituliformes ou un peu allongées.

II.5.3. Caractères botaniques de *T. polium*

T. polium ou appelée aussi la germandrée tomenteuse est un arbrisseau nain ou sous arbrisseau, jusqu'à 45 cm, souvent moins, à odeur aromatique au total (Bayer *et al.*, 2005), à tiges quadrangulaires, à poils blancs verdâtre ou dorés, souvent densément feutrées. Les feuilles sont sessiles, opposées (Hireche, 2004), oblongues, en coin et entières à la base, souvent plus larges au-dessus du milieu, à bord plat ou enroulé, crénelées dans le haut, à dents émoussées; bractées foliacées, entière. Elles sont blanches et tomenteuses sur les deux faces, les supérieures écartées des fleurs dans les capitules latéraux. Les Fleurs sont blanches ou rose pâle, parfois rougeâtre, 4-5 mm de long (Blamey et Grey-Wilson, 2009), à bractées florales petites semblables aux feuilles, dans une inflorescence globulaire (fig. 6). Il a un calice brièvement tomenteux, en forme de cloche avec cinq dents triangulaires plates, ou acuminées, (IUCN, 2005), et une corolle bilabiées blanchâtre (Hireche, 2004).



Figure 6. Les différents organes de *T. polium* (cliché : Dadach, 2016)

II.5.4. Systématique de *T. polium*

Selon Autore *et al.* (1984) et Caddick *et al.* (2002), la classification qu'occupe *Teucrium polium* dans la systématique est la suivante :

Règne	<i>Plantae</i>
Embranchement	Spermaphytes
Sous-embranchement	Angiospermes
Classe	Eudicots
Sous-classe	<i>Asteropsidae</i>
Ordre	Lamiales
Famille	Lamiacées
Genre	<i>Teucrium</i>
Espèce	<i>Teucrium polium</i>

II.6. Aperçu sur le *Thymus fontanesii* Boiss. et Reut.

II.6.1. Caractéristiques morphologiques et botaniques du genre *Thymus*

Plantes sous-ligneuses érigées ou prostrées, odorantes. Inflorescences en faux verticilles. Feuilles ± contractées. Calice tubuleux à 2 lèvres, la supérieure à 3 dents, l'inférieure à 2, ciliées dentées. Corolle à 2 lèvres, à 2 et 3 lobes. Etamines 4 saillantes ± divergentes. Carpelles lisses. Genre de détermination toujours délicate, en raison de l'extrême variabilité des espèces et des hybridations interspécifiques. Les espèces algériennes à feuilles linéaires constituent en particulier un complexe qu'il est souvent illusoire de chercher, en l'état actuel de nos connaissances, à déterminer d'une façon précise. Seule une révision générale des espèces Nord-africaines permettra peut-être de résoudre ces questions. Les caractères du calice permettent en principe de distinguer les espèces du groupe *hirtus* de celles du groupe *ciliatus*, ce dernier restant particulièrement inextricable (Quézel et Santa, 1963).

De nos jours, le thym est un élément caractéristique de la flore méditerranéenne. Ses feuilles sont riches en huiles essentielles dont les propriétés sont mises à profit en phytothérapie et en médecine, comme produit vétérinaire (antiparasites, antispasmodique, antiseptique et digestif). Cela a été mentionné dans plusieurs études (Cosentino *et al.*, 1999 ; Rasooli *et al.*, 2006 ; Ebrahimi *et al.*, 2008). Il est très utilisé en médecine traditionnelle sous plusieurs formes : les feuilles sont utilisées en infusion contre la toux, en décoction pour guérir les maux de tête, hypertension et gastrites, en usage externe comme cicatrisants. Il possède des vertus antiseptiques utilisées pour soigner les infections pulmonaires, calmer les toux quinteuses, diminuer les sécrétions nasales et soulager les problèmes intestinaux comme il l'a été rapporté par certains auteurs (Adwan *et al.*, 2006 ; Rasooli *et al.*, 2006 ; Soto-Mendivil *et al.*, 2006).

II.6.2. Répartition géographique du thym

II.6.2.1. Dans le monde

Le genre *Thymus* est l'un des 250 genres les plus diversifiés de la famille des labiées (Naghibi *et al.*, 2005). Selon Dob *et al.* (2006), il existe près de 350 espèces de thym réparties entre l'Europe, l'Asie de l'Ouest et la méditerranée. C'est une plante très répandue dans le Nord Ouest africain (Maroc, Tunisie, Algérie et Libye), elle pousse également sur les montagnes d'Ethiopie et d'Arabie du Sud Ouest en passant par la péninsule du Sinaï en

Egypte. On peut la trouver également en Sibérie et même en Himalaya. Selon une étude menée par Nickavar *et al.* (2005), environ 110 espèces différentes du genre *Thymus* se concentrent dans le bassin méditerranéen. C'est pour cela que l'on peut considérer la région méditerranéenne comme étant le centre de ce genre.

II.6.2.2 En Algérie

Le *thymus* comprend plusieurs espèces botaniques réparties sur tout le littoral et même dans les régions internes jusqu'aux zones arides (Saidj, 2006). Il est représenté en Algérie par de nombreuses espèces qui ne se prêtent pas aisément à la détermination en raison de leur variabilité et leur tendance à s'hybrider facilement. Sa répartition géographique est représentée dans le tableau 8.

II.6.3. Caractères botaniques de *T. fontanesii*

L'espèce *Thymus fontanesii* est une plante endémique d'Algérie et de Tunisie, qui se trouve dans le Tell, au niveau des pelouses et des garrigues. Cette espèce a un calice à 5 dents toutes longuement subulées bien plus longue que le tube, et à lèvre supérieure divisée dans son tiers supérieur. Les fleurs blanches ou pâles sont à peine plus longues que le calice. Les tiges sont dressées et robustes. Les feuilles oblongues-lancéolées sont plus ou moins interrompues vers le bas (fig. 7) (Quezel et Santa, 1963).



Figure 7. Les différents organes de *T. fontanesii* (cliché : Dadach, 2015)

Tableau 8. Localisation et principaux caractères des espèces du genre *Marrubium* localisées en Algérie

Espèce	Découverte par	Localisation	Principaux caractères
<i>T. capitatus</i>	Hoflm. et Link.	Très rare dans la région de Tlemcen.	Calice comprimé latéralement, à dents serrées les unes contre les autres. Inflorescences en glomérules courts et très denses.
<i>T. Fontanesii</i>	Boissier et Reuter	Commune dans le Tell. Endémique en Algérie et Tunisie.	Calice à 5 dents toutes longuement subulées. Feuilles oblongues-lancéolées entières et glabres. Fleurs blanches ou pâles.
<i>T. commutatus</i>	Battandier	Endémique d'Oran.	Feuilles florales très différentes des autres. Tiges ± dressées. Inflorescences lâches, ramifiées.
<i>T. dreatellsis</i>	Battandier	Très rare dans : la petite Kabylie.	Tiges prostrées longuement rampantes. Feuilles ovoïdes, toutes identiques. Fleurs roses.
<i>T. numidicus</i>	Poiret	Assez rare dans : le sous secteur de l'Atlas Tallien, la grande et la petite Kabylie, de Skikda à la frontière Tunisienne et le Tell Constantinois.	Tiges érigées. Feuilles en général lancéolées. Fleurs roses sessiles ou presque.
<i>T. Guyonii</i>	Noé	Rare dans le sous secteur de hauts plateaux algérois, oranais et constantinois.	Feuilles de 5-7 mm, ovoïdes. Calice glabre. Fleurs blanches petites. Tiges ± prostrées rampantes.
<i>T. lanceolatus</i>	Desfontaine	Rare dans le secteur de l'Atlas Tallien (Terni de Médéa Benchicao) et dans le sous secteur des hauts plateaux algérois, oranais et constantinois.	Feuilles de plus de 1 cm, lancéolées. Calice finement pubescent. Fleurs roses, en inflorescences spiciformes allongées.
<i>T. pallidus</i>	Cosson	Très rare dans le sous secteur de l'Atlas Saharien et constantinois.	Feuilles florales bien plus larges que les caulinaires, Inflorescences allongées ± disjointes à la base. Fleurs blanchâtres petites.
<i>T. glandulosus</i>	Lag	Très rare dans le sous secteur oranais.	Pédicelles floraux aussi longs ou presque aussi longs que le calice. Feuilles florales plus longues que les fleurs.
<i>T. hirtus</i>	Willd	Commune sauf dans le littoral.	Feuilles florales plus courtes que les fleurs. Plante basse, diffuse, peu hispide, à fleurs pâles.
<i>T. algeriensis</i>	Boissier et Reuter	Très commune dans toutes les régions montagneuses et rares ailleurs.	Feuilles florales peu différentes des feuilles caulinaires, peu dilatées. Fleurs de 5-6 mm, à corolle moins de 2 fois plus longue que le calice
<i>T. ciliatus</i>	Desfontaines	Commune dans toute l'Algérie par ces trois sous-espèces : <i>eu-ciliatus</i> , <i>coloratus</i> , <i>Munbyanus</i> .	Feuilles florales différentes des feuilles caulinaires en général fortement dilatées à leur portion inférieure. Fleurs plus grandes à corolle plus longuement exserte.

II.6.4. Systématique de *T. fontanesii*

D'après Quezel et Santa (1963), Morales (1997), Pedersen (2000) et Guignard et Dupont (2004), la classification qu'occupe *T. fontanesii* dans la systématique est la suivante:

Règne	<i>Plantae</i>
Embranchement	Phanérogames ou Spermaphytes
Sous-embranchement	Angiospermes
Classe	Eudicots
Sous-classe	Asteridées
Ordre	Lamiales
Famille	Lamiacées
Genre	<i>Thymus</i>
Espèce	<i>Thymus fontanesii</i>

Chapitre II : *Biologie de la conservation*

I. La biologie de la conservation

I.1. Définition de la biologie de la conservation

Nombreux sont ceux qui se sentent impuissants face à l'actuelle destruction massive d'habitats et à l'imminence d'une cascade d'extinction. Il est cependant possible et même nécessaire d'évaluer l'importance du challenge que constitue l'arrêt de cette destruction (Stearns et Stearns, 2010). Les actions engagées ou non durant les prochaines décennies détermineront combien d'espèces, de communautés et d'espaces naturels survivront à l'échelle mondiale.

La biologie de la conservation est un champ de recherches multidisciplinaires et intégrées qui s'est développé en réponse aux enjeux de préservation des espèces et des écosystèmes (Robertson, 2006). Elle s'appuie sur trois démarches principales :

- documenter la gamme complète de la diversité biologique;
- étudier les impacts des activités humaines sur les espèces, les communautés et les écosystèmes;
- développer des approches pratiques pour prévenir l'extinction des espèces, maintenir la diversité génétique au sein des espèces, protéger et restaurer les communautés et la fonction écosystémique associée.

Les deux premiers objectifs impliquent une quête de connaissances factuelles typiques de la recherche scientifique. Le troisième objectif définit la biologie de la conservation comme une discipline normative. En ce sens, elle embrasse certaines valeurs et essaye d'appliquer des méthodes scientifiques pour atteindre des objectifs en phase avec ces valeurs. De même que les médecins appliquent des connaissances issues de la physiologie, de l'anatomie, de la biochimie et de la génétique afin d'améliorer la santé humaine et éliminer les maladies, les biologistes de la conservation interviennent pour éviter une perte de biodiversité d'origine anthropique parce qu'ils conçoivent la préservation des espèces et des communautés naturelles comme un bien ultime (Nelson et Vucetich, 2009).

I.2. Les stratégies de la conservation « *ex situ* »

La meilleure stratégie pour la protection à long terme de la biodiversité consiste à préserver des écosystèmes existants et des populations à l'état sauvage, stratégie connue sous le nom de

conservation *in situ* ou sur site. Toutefois, si les dernières populations d'une espèce rare et en danger sont trop faibles pour maintenir l'espèce, si elles sont en déclin malgré les efforts de conservation ou si les individus restants se trouvent en dehors d'espaces protégées et sont vulnérables, alors la conservation *in situ* peut s'avérer inefficace. Il est probable que, dans de telles circonstances, la seule façon d'empêcher l'espèce d'aller à l'extinction est d'en maintenir des individus dans des conditions artificielles sous la supervision de l'homme. Cette stratégie est connue sous le nom de conservation *ex situ* ou hors site (fig. 8). Les conservations *ex situ* et *in situ* constituent des stratégies complémentaires (Zimmermann *et al.*, 2008).

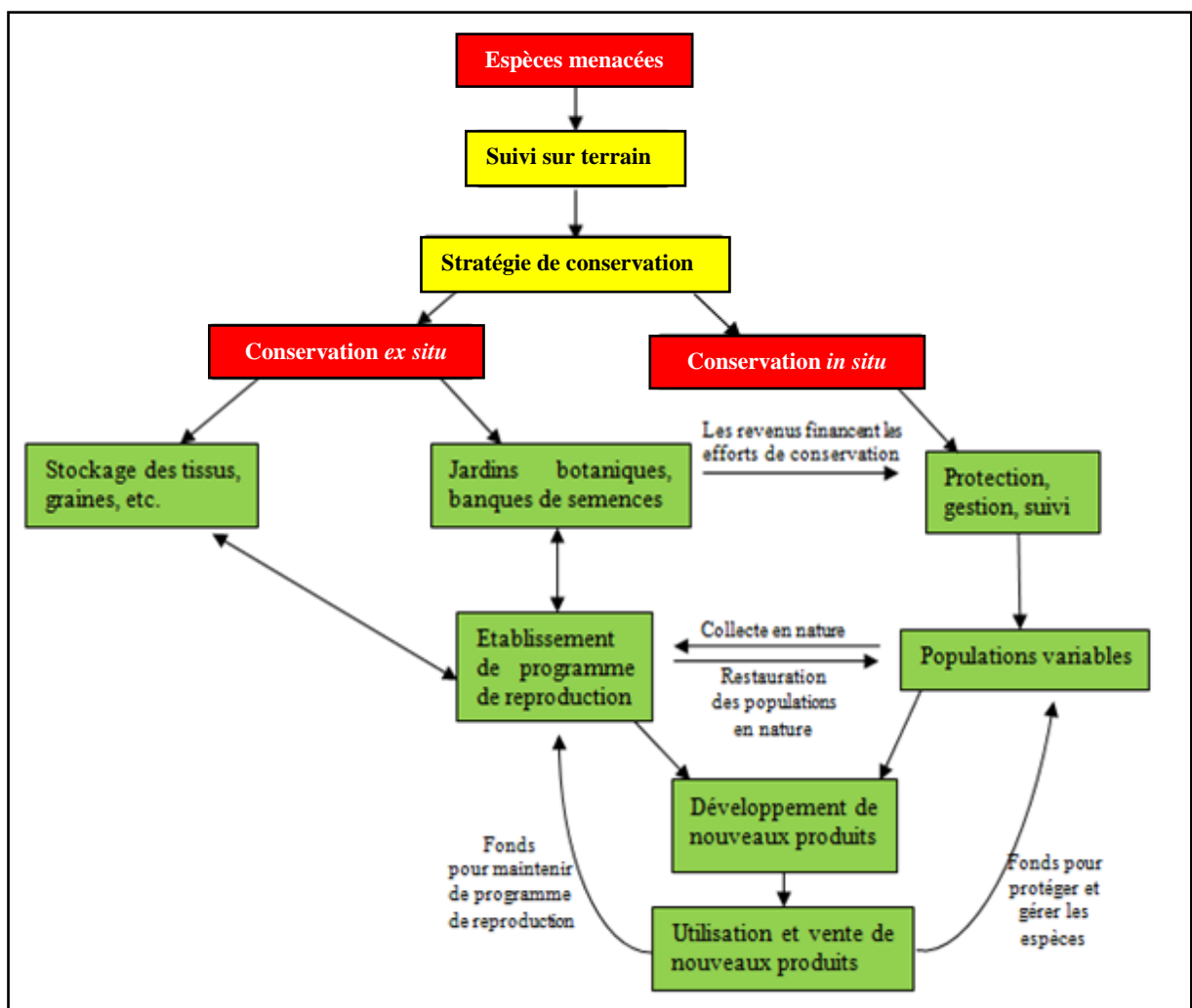


Figure 8. Complémentarité des approches de la conservation *in* et *ex situ*

Ce schéma montre comment les efforts de conservation *in situ* et *ex situ* peuvent être bénéfiques et fournir des stratégies de conservation alternatives. Bien qu'aucune gestion d'espèce ne soit exactement conforme à ce modèle idéalisé (Maxted, 2001).

I.2.1. Les jardins botaniques

Les 1775 jardins botaniques mondiaux contiennent d'importantes collections de plantes vivantes et sont une ressource cruciale pour la conservation des plantes. Ils contiennent actuellement environ 4 millions de plantes vivantes, ce qui représente 80.000 espèces, soit environ 30 % de la flore mondiale (Guerrant *et al.*, 2004). Lorsque l'on ajoute les espèces cultivées dans les serres, les jardins de subsistance, les jardins potagers et d'agrément, ces chiffres augmentent. Le plus grand jardin botanique, les *Royal Botanic Gardens*, situé à Kew, en Angleterre, contient environ 30.000 espèces de plantes cultivées, soit environ 10 % du total mondial, 2.700 d'entre elles étant considérées comme menacées suivant les catégories de l'Union International de la Conservation de la Nature (UICN) (fig. 9).

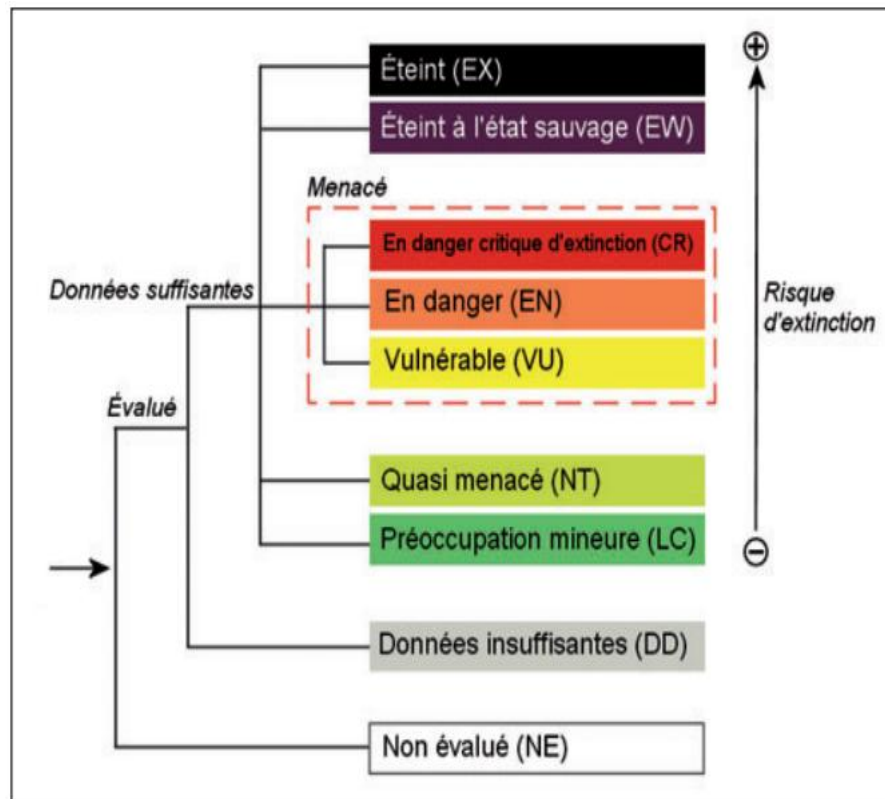


Figure 9. Catégories de la liste rouge de l'UICN

Les catégories de la liste rouge de l'UICN permettent de classer les taxons (le plus souvent les espèces) en fonction de leur état de conservation. Tous les taxons peuvent être placés dans ces catégories en fonction du fait que (1) le taxon a été évalué et (2) la quantité d'information disponible pour le taxon considéré. Si les données sont disponibles, les taxons peuvent être classés en trois grands types de catégories: éteintes, menacées ou préoccupation mineure (UICN France et MNHN, 2009).

L'un des nouveaux jardins botaniques les plus impressionnants est celui du projet EDEN (*Eden project*) dans le Sud-Ouest de l'Angleterre, qui met l'accent sur l'exposition de plus de

5.000 espèces de plantes d'importance économique dans une série de serres géantes en forme de dômes. Il reçoit annuellement environ 1,4 million de visiteurs. Les jardins botaniques concentrent de plus en plus leurs efforts sur la culture d'espèces végétales rares et menacées, et beaucoup se spécialisent dans certains types de plantes.

Les personnels de ces jardins botaniques sont souvent reconnus comme des experts de l'identification des plantes, de leur distribution et de leur état de conservation. En outre, les jardins botaniques sont en mesure de contribuer à la sensibilisation et l'éducation aux questions de conservation de près de 200 millions de visiteurs par an. Au niveau international, *Botanical Gardens Conservation International* (BGCI) coordonne les efforts de plus de 700 jardins botaniques et conservatoires dans 118 pays. Ses priorités pour la conservation consistent à créer une base de données mondiale afin de coordonner l'activité de collecte et d'identification des espèces importantes qui sont sous-représentées ou absentes des collections vivantes. En outre, puisque la plupart des jardins botaniques existants sont situés dans la zone tempérée, l'établissement des jardins botaniques dans les zones tropicales est un objectif primordial de la communauté internationale des botanistes. Les jardins botaniques et les conservatoires botaniques se complètent pour la conservation *in situ* et *ex situ* de la flore et de diffusion des connaissances (Primack *et al.*, 2012).

I.2.2. Les banques des graines et des semences

En plus de la culture de plantes, les jardins botaniques et les instituts de recherche ont développé des collections de graines, parfois connues sous le nom de banques de graines ou des semences. Ces graines sont recueillies dans la nature ou à partir de plantes cultivées et constituent une contribution essentielle aux collections vivantes (Johnson, 2008). Les graines de près de 10 % de la flore mondiale et de 70 % des espèces de plantes en Europe, sont conservées dans des banques de graines (Godefroid *et al.*, 2011). Des efforts sont mis en œuvre pour étendre la couverture de ces banques de graines, notamment pour inclure du pollen de plante à graines et des spores de fougères, de mousses, de champignons et de micro-organismes.

Lorsque les graines sont récoltées, des efforts sont alloués à l'échantillonnage de populations représentatives de la distribution de cette espèce afin d'accéder à la gamme de sa variabilité génétique (Guerrant *et al.*, 2004). Les graines de la plupart des espèces végétales peuvent être stockées dans des conditions froides et sèches dans ces banques pour de longues périodes de temps et ensuite mises à germer. La capacité des graines à rester en dormance est extrêmement précieuse pour la conservation *ex situ* car elle permet aux graines d'un grand

nombre d'espèces rares d'être congelées et conservées dans un petit espace, avec un minimum de supervision et à faible coût (fig. 10).

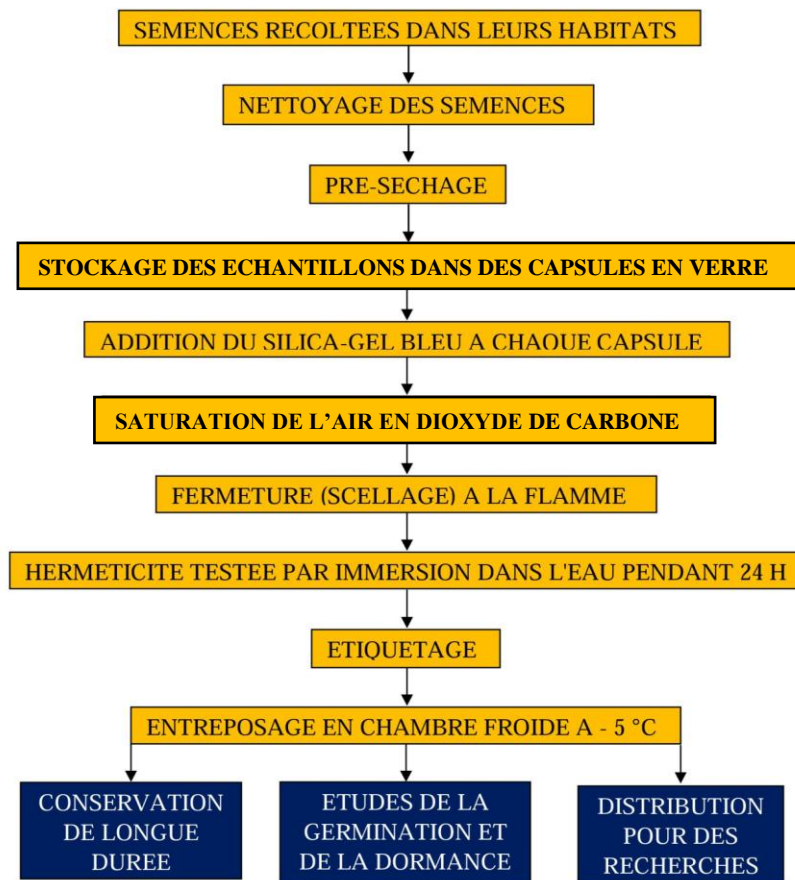


Figure 10. Schéma des opérations de constitution des banques de semences d'espèces végétales sauvages (Gomez-Campo, 1985)

Plus de 50 banques de graines importantes existent dans le monde, beaucoup d'entre elles dans les pays en développement, et leurs activités sont coordonnées par le Groupe consultatif pour la recherche agricole internationale. Toutefois, si ces installations subissent des pannes, notamment d'alimentation énergétique, ou si les fonds de fonctionnement sont épuisés, toute une collection congelée peut être endommagée ou détruite. La Norvège a mis en place dans l'archipel de Svalbard, la banque de semences la plus récente, dans laquelle du matériel congelé est conservé en dessous du pergélisol. Cette banque a la capacité de conserver 4,5 millions d'échantillons de semences. Les banques de semences ont été adoptées par la communauté internationale agricole comme un moyen efficace de préserver la variabilité génétique qui existe dans les cultures agricoles comme le riz, le blé et le maïs. Cette variabilité génétique est souvent cruciale pour l'industrie agricole dans ses efforts pour maintenir et accroître les rendements des cultures modernes et pour répondre aux

changements des conditions environnementales, comme les pluies acides, la sécheresse et la salinité des sols (Primack *et al.*, 2012).

Les chercheurs sont engagés dans une course contre la montre pour préserver cette variabilité génétique au sein des principales cultures vivrières. En effet, les agriculteurs traditionnels à travers le monde sont en train d'abandonner les variétés locales en faveur des variétés à haut rendement (Altieri, 2004) et de variétés transgéniques. En outre, les parents sauvages des plantes cultivées ne sont pas suffisamment représentés dans les banques de semences, bien que ces espèces soient extrêmement utiles aux programmes d'amélioration des cultures. Le bien-fondé de ces banques de graines et de semences fait néanmoins l'objet de controverses (Gouyon, 2010). En effet, la capacité de germination des graines diminue avec le temps et il s'avère nécessaire de mettre en culture ces individus régulièrement pour en obtenir de nouvelles graines. Cela constitue une forte contrainte pour les grandes collections et notamment pour les espèces très longévives de certains arbres. Par ailleurs, environ 10 % des espèces végétales de la planète, la plupart issues des forêts tropicales, présentent des graines «récalcitrantes» qui soit ne présentent pas de dormance soit ne tolèrent pas les conditions de stockage à basse température et ne peuvent donc être stockées dans des banques de graines. Certaines de ces espèces peuvent être maintenues dans les cultures de tissus dans des conditions contrôlées ou cultivées dans des jardins par bouturage de plantes mères, bien que ces processus soient actuellement plus coûteux que la culture de plantes à partir de graines. Une autre controverse majeure impliquant les banques de semences concerne la propriété et le contrôle des ressources génétiques des plantes cultivées (Guerrant *et al.*, 2004). Par le passé, des chercheurs associés aux banques de semences internationales, souvent originaires de pays développés, recueillaient librement des graines et des tissus végétaux en provenance des pays en développement et les donnaient à des stations de recherche et aux entreprises semencières. Cependant, les entreprises semencières ont utilisé ces graines pour développer de nouvelles variétés «élite» par le biais des programmes de sélection sophistiqués et d'essais en plein champ puis ont vendu ces semences à des prix élevés aux pays en développement afin de maximiser leurs profits. Ces pays se demandent maintenant pourquoi ils devraient partager leurs ressources génétiques librement pour ensuite devoir acheter ces nouvelles variétés de pointe développées à partir de ces ressources génétiques. Une solution de dilemme consiste à négocier des accords dans le cadre de la convention sur la diversité biologique, dans laquelle les pays s'engagent à partager leurs ressources génétiques, en échange de la réception de nouveaux produits et d'un partage des bénéfices (Primack *et al.*, 2012).

II. Les procédures adoptées dans la conservation des graines

II.1. La récolte et la collecte de fruits ou de graines

Fruits ou graines doivent normalement être récoltés à maturité, quand ils sont prêts à se disperser naturellement. Les critères de maturité pour les semences d'arbres et d'arbustes sont un problème particulier, qui a été décrits dans les travaux de Willan (1985) et Bonner *et al.* (1994). Le suivi de la teneur en humidité et le poids sec des graines au cours de leur développement peut souvent être utiles pour aider à décider à quelle moment la récolte peut être effectuée. Dans le cas des arbres et arbustes, les graines devraient idéalement être collectées à partir d'une seule plante. Si cela ne donne pas suffisamment d'échantillons, les graines au même stade de maturité doivent être prélevées sur les plantes voisines du même âge. Graines de maturité différente ou ceux de différents endroits ne devraient pas être mélangés; ces échantillons doivent être traités comme des différentes accessions (Hong et Ellis, 1996).

II.2. Quantité initiale de la semence

Afin d'assurer aux semences conservées des différentes catégories la plus longue durée de vie possible, l'un des problèmes associés à la constitution de banques de gènes est la quantité initiale des semences au moment du stockage (Conseil International des Ressources Phyto-génétiques, IBPGR, 1982). Toutes les semences récoltées de populations sélectionnées doivent être soumises à un contrôle rigoureux de leurs qualités génétiques et physiologiques originales pendant toute la durée des étapes de récolte, de manutention, de traitement, de test et de stockage. Les conséquences néfastes de la récolte de semences viables mais immatures sur leur viabilité en cours de stockage ont été abondamment décrites et expliquées (Wang, 1974). Par exemple, dans le cas des graines de type récalcitrant de *Shorea roxburghii*, les trois dernières semaines qu'elles passent dans l'arbre sont essentielles pour leur permettre d'atteindre leur faculté germinative maximale (Sasaki, 1980). Même si Berjak *et al.* (1990) ont affirmé que les semences de type récalcitrant ne se dessèchent pas avant d'arriver à maturité, comme le font les semences de type orthodoxe (fig. 11)

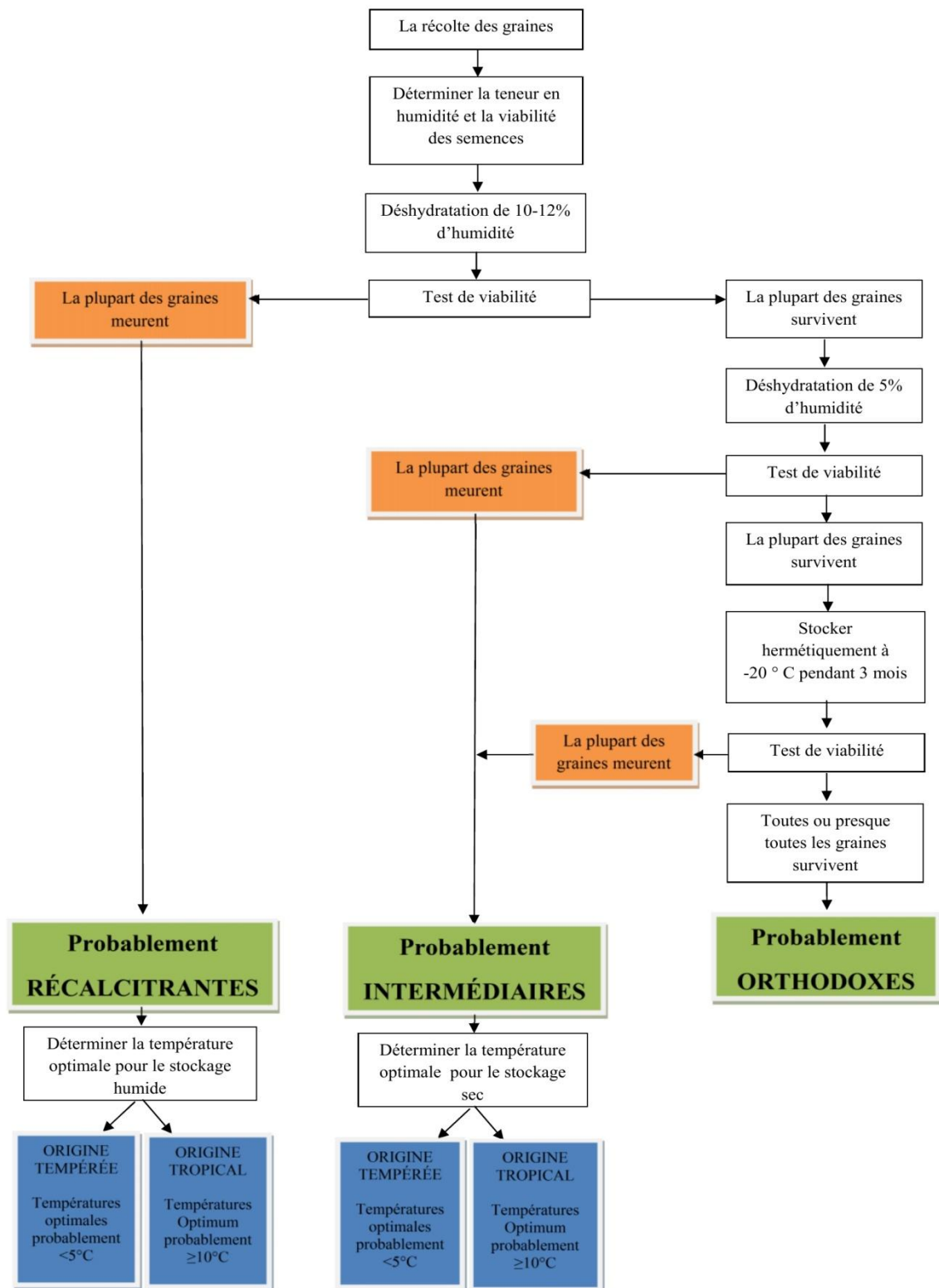


Figure 11. Aperçu simplifié d'un protocole pour déterminer le comportement de conservation des graines (Hong et Ellis, 1996)

II.3. Le transport

Les graines extraites humides peuvent germer, ou de commencer à germer, pendant le transport. En outre, les graines extraites peuvent perdre rapidement l'humidité, ce qui peut être néfaste pour ceux qui ont un comportement de stockage des graines récalcitrantes, ou elles peuvent pourrir. Pour cela des récipients en plastique perforés ou en bambou (ou des récipients non étanches similaires) sont généralement souhaitables pour le transport. Les semences d'espèces dont le comportement de stockage est inconnu, elles doivent être conservées à 15-20 °C dans des sacs en polyéthylène perforés pour une période aussi courte que possible avant le début du protocole (Hong et Ellis, 1996).

II.4. Extraction des graines

Etant donné que des quantités relativement faibles de graines sont nécessaires pour la recherche, l'extraction des graines de fruits à la main est possible, et souvent souhaitable. Essayez d'éviter d'utiliser des machines (mixeur, broyeurs), le trempage dans l'eau, les traitements de fermentation et les traitements chimiques (tels que l'acide chlorhydrique, le carbonate de sodium, ou les enzymes de digestions, etc.). Laver et nettoyer les graines avec de l'eau courante sous pression, après extraction est normalement suffisant pour éliminer les revêtements gélatineux des graines (Hong et Ellis, 1996).

II.5. Séchage

Les graines doivent être séchées (afin de déterminer la tolérance à la dessiccation) immédiatement après l'extraction à partir de fruits. Une déshydratation faible devrait être relativement rapide, mais à une température fraîche, afin de minimiser la détérioration des semences au cours du séchage. A cet effet, l'atmosphère de séchage doit être sèche, avec une humidité relative idéalement inférieure à 10 % (ce qui permettra une dessiccation d'environ 3% d'humidité pour les graines oléagineuses et à environ 4-6% d'humidité pour la plupart des semences féculentes). Une température d'environ 15 °C est sans danger pour la plupart des espèces. Les graines doivent être placées dans une couche mince au-dessus d'un grillage métallique pour optimiser la circulation de l'air. Les détails de techniques de séchage des graines ont été décrits dans les travaux de Cromarty (1984).

II.6. Détermination de la teneur en eau des graines

Les procédures prescrites par *International Seed Testing Association* (ISTA) (1993a,b) doivent être suivies. Les informations sur la détermination de la teneur en eau des graines des ont été réalisées par beaucoup des travaux (Krishnapillay *et al.*, 1991 ; Bonner *et al.*, 1994). La détermination séparée de la teneur en eau de l'embryon, de l'axe embryonnaire, des cotylédons, de l'endosperme et des structures de recouvrement des semences peut également être utile dans l'interprétation des résultats (Hong et Ellis, 1996).

II.7. Humidification des graines et essais de germination

Pour éviter les blessures d'imbibition, les graines à des teneurs en humidité inférieure à environ 8-12% (selon les espèces et accession) doivent être humidifiées jusqu'à ce que leur teneur en eau augmente à environ 15-17% (estimation en poids). L'objectif est d'augmenter la teneur en eau des semences, tout en évitant un contact avec de l'eau liquide. Ces traitements peuvent généralement être achevés dans les 12-48 heures à 20 °C, selon les espèces. Les graines en germination sont comptées à intervalles au cours des essais. Le critère de la germination devrait être le développement des semis normal (ISTA, 1993 a,b). Après comptage, les graines en germination sont éliminées. A la fin des essais, enregistrer le nombre de graines fraîches présentes; celles-ci peuvent être viables mais en dormance, et l'utilisation du test de tétrazolium ou un test d'embryons excisés est utile pour confirmer cela.

III. La cryoconservation

III.1. Principes de la cryoconservation

Certains organes végétaux, tels que les semences orthodoxes et les bourgeons dormants résistants au froid, contiennent des quantités d'eau très faibles et peuvent ainsi être congelés directement, sans traitement préalable. Cependant, la plupart des systèmes employés en cryoconservation (suspensions cellulaires, cals, apex, embryons) sont cultivés *in vitro* et contiennent des quantités d'eau très élevées. C'est également le cas des semences non orthodoxes et de leurs embryons zygotiques. Pour tous ces types de matériel qui ne sont pas intrinsèquement tolérants à la congélation, les cellules doivent être déshydratées artificiellement pour les protéger des dommages causés par la cristallisation de l'eau intracellulaire (Mazur, 1984). On peut distinguer deux types de techniques en fonction des mécanismes physiques sur lesquels elles reposent: les techniques classiques et les nouvelles

techniques de cryoconservation (Withers et Engelmann, 1998). Les techniques classiques comprennent une déshydratation induite par la congélation visant à réduire le nombre et la taille des cristaux de glace intracellulaire, alors que les nouvelles techniques sont fondées sur la vitrification, qui peut être définie comme la transition de l'eau directement de la phase liquide en une phase vitreuse amorphe, évitant ainsi la formation de glace cristalline dans les cellules (Fahy *et al.*, 1984). Les techniques classiques de cryoconservation comprennent un refroidissement lent jusqu'à une température de pré-refroidissement définie, suivi par une immersion directe dans l'azote liquide. Avec l'abaissement de la température au cours du refroidissement lent, les cellules et le milieu externe sont d'abord en surfusion, puis le milieu externe prend en glace le premier. La membrane cellulaire agit alors comme une barrière physique et empêche la cristallisation du milieu interne; les cellules restent ainsi en surfusion. Leur pression de vapeur aqueuse est plus élevée que celle du compartiment externe, ce qui induit un flux d'eau intracellulaire vers le compartiment extracellulaire et ainsi la concentration des solutés intracellulaires. L'eau intracellulaire qui sort des cellules est immédiatement convertie en glace dans le compartiment extracellulaire, ce qui accélère le phénomène. En conditions optimales, la majeure partie ou la totalité de l'eau intracellulaire cristallisable est extraite des cellules, ce qui réduit ou supprime la formation dommageable de glace intracellulaire lors de l'immersion des échantillons dans l'azote liquide. Cependant, une déshydratation trop intense peut induire différents dommages liés à l'augmentation de la concentration des sels intracellulaires et à des changements dans la conformation de la membrane cellulaire. Le réchauffement doit être aussi rapide que possible pour éviter le phénomène de recristallisation, au cours duquel les cristaux de glace formés pendant le refroidissement fusionnent pour donner des cristaux de taille plus importante, thermodynamiquement plus favorable, mais également plus dommageable pour l'intégrité cellulaire (Mazur, 1984). Dans les nouvelles techniques de cryoconservation, fondées sur la vitrification, la déshydratation cellulaire est réalisée avant la congélation en exposant les échantillons à des solutions cryoprotectrices extrêmement concentrées et/ou en les soumettant à une dessiccation physique, ce qui a pour effet d'extraire l'eau cristallisable des cellules. Les échantillons sont ensuite refroidis rapidement. La formation de glace intracellulaire est ainsi évitée. Des transitions vitreuses (changements dans la conformation structurale du verre) ont été enregistrées au cours de la congélation de différents matériels végétaux en utilisant la technique de microcalorimétrie différentielle à balayage (Sakai *et al.*, 1990; Nino *et al.*, 1992).

III.2. Protocoles de cryoconservation

Pour chaque nouveau matériel à cryoconserver, les conditions de chacune des étapes successives du protocole doivent être optimisées. Un protocole de cryoconservation comprend les étapes suivantes : sélection du matériel végétal, préculture, traitement cryoprotecteur, congélation, réchauffement et post-traitement (Engelmann et Dussert, 2000).

III.2.1 Protocoles classiques

Au cours d'un protocole classique de cryoconservation, les échantillons subissent d'abord une préculture de quelques heures ou jours en présence d'osmoticums tels que le mannitol ou le sorbitol pour provoquer une légère déshydratation. Ils sont ensuite soumis à un traitement cryoprotecteur avec des substances variées (sucres, polyols, diméthylsulfoxyde, etc.). La congélation est réalisée en deux étapes: un refroidissement lent jusqu'à une température donnée, dite de pré-refroidissement, suivi d'une immersion rapide des échantillons dans l'azote liquide. Les vitesses de refroidissement généralement employées varient entre 0,5 et quelques °C/min jusqu'à des températures de pré-refroidissement aux alentours de - 40 °C (Kartha et Engelmann, 1994). Les techniques classiques nécessitent l'utilisation de congélateurs programmables sophistiqués et coûteux. Dans certains cas, leur emploi peut être évité en utilisant un congélateur ménager ou de laboratoire pour réaliser le pré-refroidissement (Engelmann, 1997a). Après le réchauffement, les agents cryoprotecteurs sont éliminés en transférant les échantillons sur des milieux neufs à intervalles rapprochés. Pour stimuler la reprise de croissance, les conditions standard de culture sont parfois transitoirement modifiées, par exemple en diminuant l'intensité lumineuse ou en changeant la composition hormonale ou minérale du milieu de culture (Kartha et Engelmann, 1994 ; Engelmann, 1997a). Les techniques classiques de cryoconservation sont depuis longtemps utilisées avec succès pour la congélation de suspensions cellulaires et de cals, qui sont composés de petites unités relativement uniformes au niveau histologique (Withers, 1985 ; Seitz, 1987). Elles sont également applicables pour la congélation d'apex de certaines espèces tolérantes au froid, mais non pour celle d'espèces tropicales ou sub-tropicales (Reed et Chang, 1997).

III.2.2. Nouvelles techniques

Les nouvelles techniques de cryoconservation présentent des avantages par rapport aux techniques classiques. En évitant la formation de glace cristalline dans les échantillons, elles sont plus appropriées pour la congélation d'organes complexes tels que les apex et les embryons, composés de types cellulaires différents qui nécessiteraient chacun des conditions particulières de déshydratation induite par la congélation. Elles ne requièrent pas l'utilisation de congélateurs programmables et ont une large applicabilité, ne nécessitant que des modifications mineures pour leur adaptation à des matériels et types cellulaires différents. Une caractéristique commune des nouveaux protocoles est que l'étape critique pour obtenir la survie est la déshydratation et non la congélation, comme dans les protocoles classiques. Ainsi, si les échantillons à congeler peuvent être rendus tolérants à une dessiccation jusqu'à des teneurs en eau suffisamment basses, sans ou avec une diminution limitée de la survie par rapport aux témoins non déshydratés, des pourcentages de survie similaires sont généralement observés (Engelmann, 1997). On distingue six procédures différentes: l'encapsulation-déshydratation, la vitrification, l'encapsulation-vitrification, la dessiccation, la préculture et la congélation en gouttes.

III.2.2.1. L'encapsulation-déshydratation

Elle est fondée sur la technologie développée pour la production des semences artificielles. Les explants sont encapsulés dans des billes d'alginate de calcium, précultivés en milieu liquide enrichi en sucre pendant 7 à 10 jours, partiellement déshydratés sous la hotte à flux laminaire ou avec du silicagel jusqu'à une teneur en eau d'environ 20 % par rapport à la masse de matière sèche, puis refroidis rapidement. Les pourcentages de survie sont généralement élevés et la reprise de croissance est rapide et directe, sans formation de cal. Cette technique, mise au point sur le poirier (Dereuddre, 1990), a été appliquée avec succès aux apex de nombreuses espèces tempérées et tropicales (Engelmann, 1997a ; Withers et Engelmann, 1998), ainsi qu'à des suspensions cellulaires et des embryons somatiques (Tessereau *et al.*, 1994 ; Bachiri *et al.*, 1995).

III.2.2.2. La vitrification

Elle comprend un traitement des échantillons de courte durée avec des cryoprotecteurs à concentration intermédiaire (appelé *Loading treatment*), une déshydratation avec des solutions de vitrification extrêmement concentrées en cryoprotecteurs, suivie d'un

refroidissement ultra-rapide. Cette technique a été appliquée aux apex, suspensions cellulaires et embryons somatiques de nombreuses espèces (Sakai, 1997).

III.2.2.3. L'encapsulation-vitrification

C'est une combinaison des deux techniques précédentes, dans laquelle les échantillons sont encapsulés dans des billes d'alginate puis déshydratés en utilisant des solutions de vitrification. Cette technique a été appliquée aux apex d'un nombre encore limité d'espèces (Sakai, 1997).

III.2.2.4. La dessiccation

C'est la procédure la plus simple puisqu'elle consiste à déshydrater les explants, puis à les congeler rapidement par immersion directe dans l'azote liquide. Cette technique est principalement utilisée pour les embryons zygotiques et axes embryonnaires d'espèces à semences récalcitrantes (Engelmann, 1997a). La dessiccation est généralement effectuée sous la hotte à flux laminaire, mais des conditions de déshydratation plus précises et reproductibles sont obtenues en utilisant un flux d'air comprimé stérile ou du silica-gel. Une déshydratation ultra-rapide dans un flux d'air comprimé sec (procédé appelé *flash-drying*) permet de congeler des explants avec une teneur en eau relativement élevée, ce qui réduit ainsi les dommages liés à la dessiccation (Wesley-Smith, 1992). La survie est généralement optimale pour des teneurs en eau de l'ordre de 10-20 % matière fraîche.

III.2.2.5. La préculture

Elle consiste à cultiver les échantillons en présence de cryoprotecteurs, puis à les congeler par immersion directe dans l'azote liquide. Cette procédure a été développée pour cryoconserver des massifs méristématiques de bananier (Panis, 1995). Dans un protocole de préculture déshydratation, les explants sont précultivés en présence de cryoprotecteurs, en général des sucres, déshydratés sous la hotte à flux laminaire ou avec du silica-gel et congelés rapidement. Cette méthode a été appliquée à des segments de tige d'asperges, des embryons somatiques de palmier à huile et des embryons zygotiques de cocotier (Dumet *et al.*, 1993).

III.2.2.6. La congélation en gouttes

Cette technique a été développée pour les apex de pomme de terre (Schäfer-Menuhr *et al.*, 1997). Les apex sont prétraités dans un milieu cryoprotecteur liquide, puis placés sur des

bandes de papier aluminium dans des microgouttes de cryoprotecteur et congelés par immersion directe dans l'azote liquide.

Chapitre I : *Données générales sur la physiologie de la germination*

I. Germination

I.1. La germination des graines

Après la phase de quiescence, voire de dormance, et lorsque les conditions de l'environnement sont favorables, le développement de l'embryon reprend. L'axe embryonnaire s'allonge alors dans les deux sens. L'hypocotyle, qui présente un gravitropisme négatif, amène le méristème apical et les cotylédons hors de terre ; les cotylédons fournissent les réserves énergétiques qui sont alors mobilisées pour la croissance. Ils verdissent, signifiant l'acquisition de l'activité photosynthétique avant la mise en place des premières feuilles à partir du méristème apical. La radicule possède un gravitropisme positif et permet au méristème racinaire de s'enfoncer pour développer des racines. Elle est la première à se développer au cours de la germination chez les Angiospermes (Gimeno-Gilles, 2009).

Entre le stade de graine sèche quiescente et le développement de la plantule existe une phase transitoire qui se termine lorsque la radicule perce les téguments. A ce moment, la graine est considérée comme germée. La germination donc est définie comme la somme des événements qui vont de la graine sèche à la percée de la radiculaire : cela commence par la prise d'eau ou imbibition (gonflement de la graine) qui permet l'activation métabolique et se termine par la sortie de la radicule hors des téguments de la graine (Morot-Gaudry *et al.*, 2009).

La germination des graines exige des conditions favorables : externes qui sont la disponibilité en eau, en oxygène et une température compatible avec un métabolisme cellulaire actif et internes (la levée de la dormance).

I.2. L'imbibition

Le processus germinatif commence par l'entrée d'eau dans la graine sèche, ou imbibition, qui s'opère en trois phases. Tout d'abord, une réhydratation rapide (phase 1 qui dure quelques heures) qui voit la graine augmenté de volume, suivie d'un quasi-plateau (phase 2 de durée très variable, quelques jours à quelques mois), puis une nouvelle prise d'eau, qui n'a lieu qu'après la germination (phase 3 qui dure quelques jours) (fig. 12). Les graines non dormantes s'imbibent de la même manière que les graines dormantes. Ces dernières présentent toutefois des particularités métaboliques qui font que la phase II de la germination est bloquée (Morot-Gaudry *et al.*, 2009).

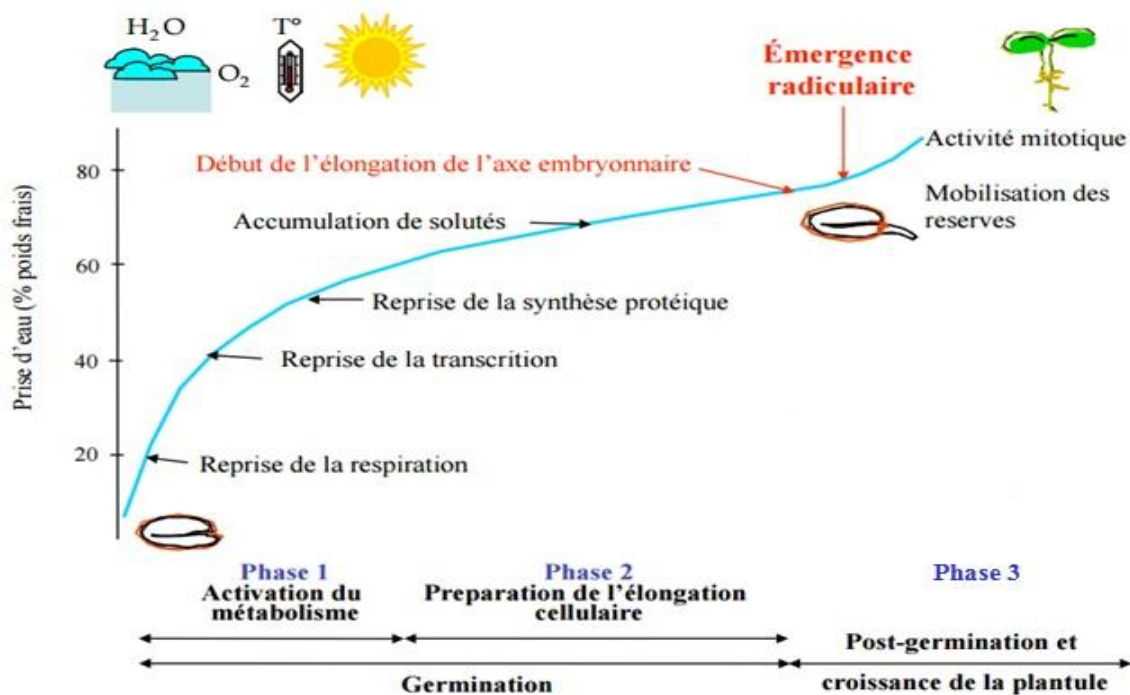


Figure 12. Evolution de la teneur en eau et événements métaboliques associés à la germination des graines (Morot-Gaudry *et al.* 2009)

Les phases 1 et 2 sont préparatoires à la germination qui est effective dès la percée radiculaire. La phase 3 voit la croissance de la jeune plantule.

I.3. Les facteurs influençant la germination

Plusieurs facteurs influent sur la qualité germinative d'une semence que Corme (1993) regroupe en quatre catégories : les facteurs avant la récolte, les facteurs de la récolte, les facteurs après la récolte et les facteurs de la germination (fig. 13).

L'espèce, la variété, la taille ou le poids des semences sont quelques uns des facteurs génétiques qui peuvent avoir une influence sur la qualité germinative des semences. Par exemple, Chaussat et Chapon (1981) mettent en évidence une relation directe entre le poids du grain et sa vitesse de germination pour différentes espèces du genre *Triticum*.

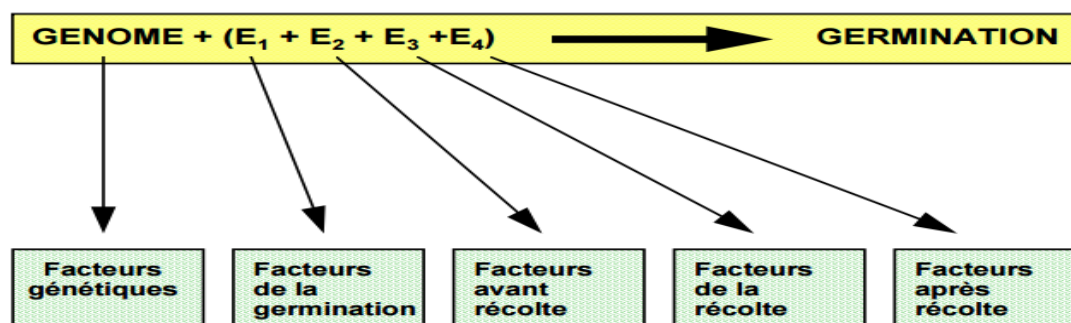


Figure 13. Les différents facteurs impliqués dans la qualité germinative des semences (Corme, 1993)

Les **facteurs avant récolte** correspondent, entre autres :

- au climat (température, pluie et lumière),
- aux techniques culturales,
- à la position des semences sur la plante mère,
- à l'âge de la plante mère.

Concernant les **facteurs de la récolte**, c'est certainement le stade de maturité des semences au moment de leur récolte qui intervient principalement dans la germination. La date de récolte est donc importante. S'agissant des **facteurs après récolte**, tous les traitements auxquels les semences sont soumises après leur récolte peuvent avoir une incidence sur leurs propriétés germinatives (Corme, 1993). Par exemple, le séchage, le nettoyage et le triage peuvent intervenir. Pour de nombreuses espèces (céréales, tournesol), il est clairement établi que la durée et les conditions de conservation des semences jouent un grand rôle. L'âge des semences peut aussi modifier les conditions nécessaires à leur germination, notamment les conditions thermiques (Barton, 1936).

I.4. Les facteurs de la germination

I.4.1. Les conditions externes

I.4.1.1. L'eau : est indispensable dans le milieu extérieur en quantité suffisante pour que la graine puisse l'absorber. La quantité de l'eau dépend de la nature spécifique de la graine et de la température. En général, le besoin en eau augmente avec la température (Binet et Brunel, 1968). Un excès d'eau est souvent néfaste à la germination, c'est la raison pour laquelle les semences ne germent généralement pas quand elles sont complètement immergées (Mazliak, 1982).

I.4.1.2. L'oxygène : d'une façon générale, la germination exige en effet assez peu d'oxygène (Mazliak, 1982).

I.4.1.3. La température : la température influe sur les activités enzymatiques, la perméabilité des membranes et l'entrée d'oxygène.

I.4.1.4. La lumière : selon Heller *et al.* (1990), 70 % des graines ont une photosensibilité positive, 25% sont à photosensibilité négative et 5% sont indifférentes (fig. 14).

I.4.2. Les conditions internes

I.4.2.1. La maturité : pour qu'une semence germe, il faut qu'elle soit mature et toutes les parties constitutives soient complètement différenciées morphologiquement (Heller *et al.*, 1990).

I.4.2.2. La longévité : c'est la durée pendant laquelle les semences restent vivantes et gardent leur pouvoir germinatif. La longévité varie selon les espèces et elle dépend des conditions de conservation, d'humidité et de température (Heller *et al.*, 1990).

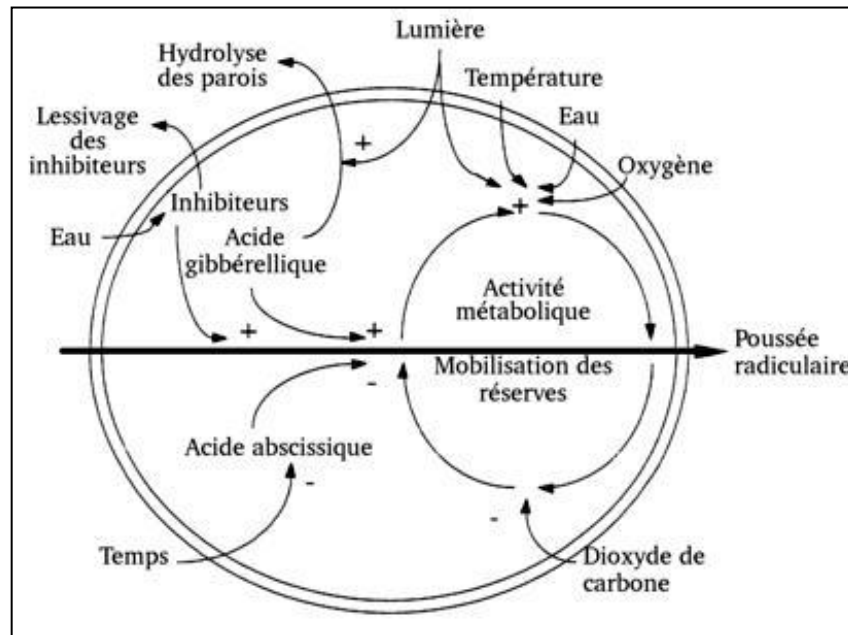


Figure 14. Facteurs influençant la germination d'une graine (Bouredja, 2014)

I.5. Mesure de la germination

Les multiples sources d'hétérogénéité sont responsables de l'allure des courbes de germination et de leur diversité. Les résultats des essais de germination varient donc selon l'origine des semences, les traitements qu'elles ont subis et les conditions de germination. Il est nécessaire de pouvoir exprimer de façon très simple ces résultats (Heller *et al.*, 1990).

I.5.1. Courbes de germination

Elles représentent les pourcentages de germination en fonction du temps (fig. 15). Elles donnent une idée complète de l'évolution de la germination d'un lot de semences placé dans des conditions déterminées. Lorsqu'il n'est pas possible de représenter les courbes de germination, on exprime souvent les résultats par des pourcentages ou des vitesses de

germination. Divers modes d'expression de ces grandeurs ont été proposés. Nous citerons les plus couramment utilisés tels que le pouvoir de germination, la capacité de germination ou la vitesse de germination (Heller *et al.*, 1990).

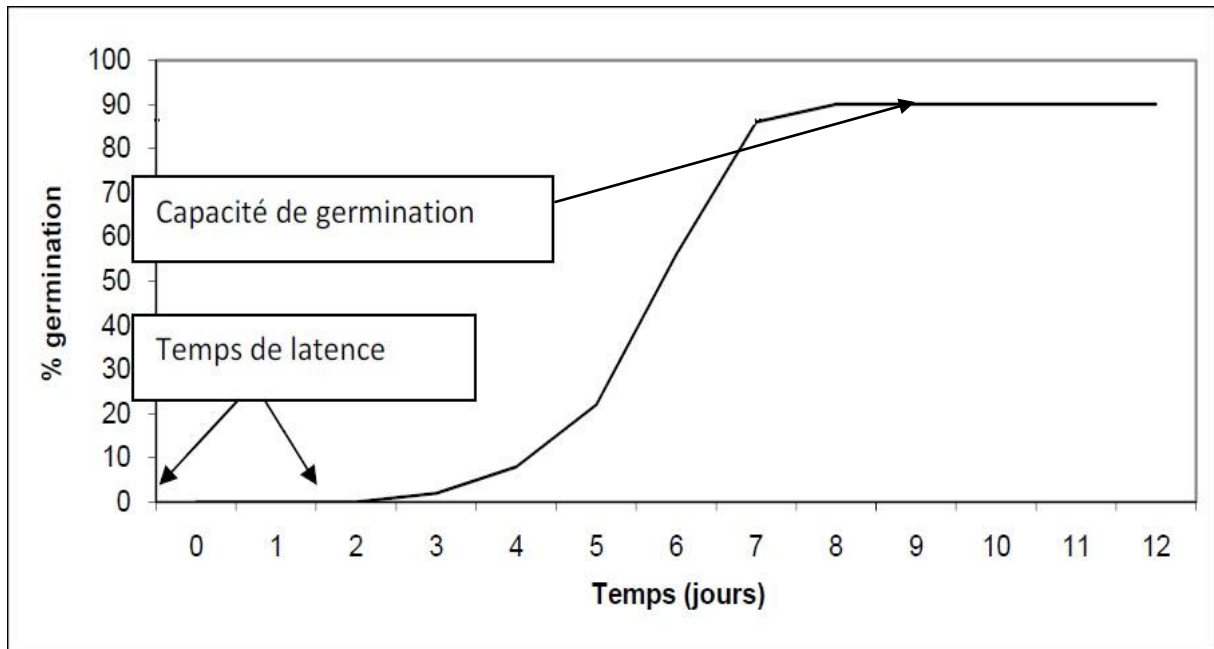


Figure 15. Courbe de germination exprimant les pourcentages de germination en fonction du temps (Heller *et al.*, 1990)

I.5.2. Capacité de germination

Elle représente le pourcentage de germination maximal, ou taux de germination maximal, obtenu dans des conditions expérimentales bien définies. Sa valeur dépend des conditions expérimentales et des traitements préalablement subis par les semences. En fait, le pouvoir germinatif et la capacité de germination ne donnent qu'une idée très imparfaite de l'aptitude à la germination d'un lot de semences, car ils ne tiennent pas compte de la vitesse de germination (Heller *et al.*, 1990).

I.5.3. Vitesse de germination

Diverses grandeurs faciles à déterminer peuvent être choisies pour exprimer la vitesse de germination :

- **le temps de latence** : le temps au bout duquel est amorcée la germination. Pour mieux décrire le déroulement de la germination, plusieurs formules simples ont été établies et sont couramment utilisées.

- **Le coefficient de vélocité** (C_v), proposé par Kotowski (1962):

$$- C_v = (N_1 + N_2 + N_3 \dots + N_n) * 100 / (N_1 T_1 + N_2 T_2 + N_3 T_3 \dots + N_n T_n)$$

Où le temps moyen de germination (T_m) qui représente l'inverse x 100 de C_v :

$$T_m = (N_1 T_1 + N_2 T_2 + N_3 T_3 \dots + N_n T_n) / (N_1 + N_2 + N_3 \dots + N_n) = (1 / C_v) * 100$$

N_n = nombre de semences germées entre le temps T_{n-1} et le temps T_n

- Timson (1965) a proposé d'exprimer la vitesse de germination par la somme (Σn) des pourcentages de germination obtenus pendant les n premiers jours :

$$\Sigma n = N_1 + N_2 + N_3 \dots + N_n$$

N_n = pourcentage de semences germées après n jours.

Selon la rapidité de la germination, n peut varier (5 jours, 10 jours....).

II. Stress environnementaux

II.1. Stress salin

II.1.1. Introduction

La salinité est une caractéristique naturelle des sols, mais la salinisation est particulièrement causée par l'activité de l'homme. La salinité est par définition l'accumulation des sels solubles dans le sol ou sur sa surface. Au delà d'une certaine concentration, elle a par conséquent la dégradation des sols réduisant ainsi leurs rendements. La salinité et la sécheresse constituent des contraintes majeures limitant considérablement la production végétale sur 40% de la surface terrestre, notamment en région méditerranéenne (Lemzeri, 2006). Actuellement, 800 millions d'hectares de terres à travers le monde sont affectés par la salinité ; 397 millions ha sont salins et 434 ha sont salins et sodiques (Diedhiou, 2006).

En région méditerranéenne, la salinité constitue une contrainte dans beaucoup de périmètres de grandes cultures où la qualité de l'eau joue un rôle majeur et où la recherche de plantes adaptées à des seuils élevés de salinité devient un impératif pour la production agricole et ligneuse.

L'Algérie, dont une grande partie des régions se caractérise par un climat aride et semi aride, est touchée par le problème de salinité. 3,2 millions d'hectares est menacé de salinité dans ce pays (Belkhodja et Bidai, 2004).

La salinité élevée cause plusieurs types de stress à la plante comprenant l'altération de l'absorption des éléments nutritifs, spécialement des ions de potassium (K^+) et de calcium (Ca^{2+}) ainsi que l'accumulation des ions toxiques, particulièrement le sodium (Na^+) (fig. 16), et cause aussi des stress osmotique et oxydatif (Belkheiri, 2009).

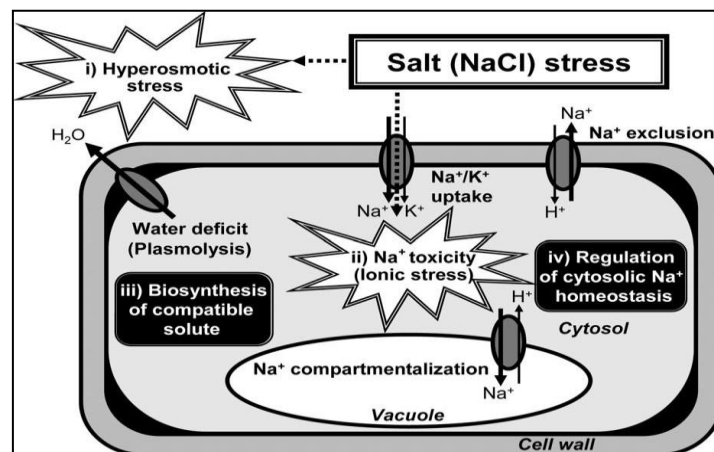


Figure 16. Effet de la toxicité de Na^+ à l'échelle de la cellule (Jabnoue, 2008)

II.1.2. Définition du stress salin

Le stress salin est un excès d'ions en particulier, mais pas exclusivement, Na^+ et le chlorure (Cl^-) (Hopkins, 2003). Le stress salin est dû à la présence de quantités importantes de sels. Il réduit fortement la disponibilité de l'eau pour les plantes, on parle alors de milieu "physiologiquement sec" qui réduit aussi le potentiel hydrique (Tremblin, 2000).

La quantité de sels dans le sol que les plantes peuvent supporter sans grand dommage varie avec les familles, les genres et les espèces (Levigneron *et al.*, 1995).

Les conséquences d'un stress salin peuvent résulter de trois types d'effets que le sel provoque chez les plantes :

Le stress hydrique : une forte concentration saline dans le sol est tout d'abord perçue par la plante comme une forte diminution de la disponibilité en eau. Cela nécessite un ajustement osmotique.

Le stress ionique : en dépit d'un ajustement osmotique correct, la toxicité ionique survient lorsque l'accumulation de sels dans les tissus perturbe l'activité métabolique.

Le stress nutritionnel : des concentrations salines trop fortes dans le milieu provoquent une altération de la nutrition minérale. En particulier, vis-à-vis des transporteurs ioniques cellulaires, le sodium entre en compétition avec le K^+ et le Ca^{2+} , les Cl^- avec les nitrates (NO_3^-), les phosphates (PO_4) et les sulfates (SO_4) (Levigneron *et al.*, 1995).

II.1.3. Effet de la salinité sur la plante

La salinité est l'un des facteurs limitant pour la croissance des plantes. Les effets de la salinité sont surtout l'arrêt de la croissance, le dépérissement des tissus sous forme de nécroses marginales, suivi par une perte de turgescence, par une chute des feuilles et finalement par la mort de la plante (Zid, 1982).

La salinité provoque le plus souvent un retard dans le développement (Boukachabia, 1993), particulièrement la hauteur, le diamètre des tiges des différentes espèces, ainsi que la grosseur des fruits diminue d'une façon importante avec l'augmentation de la salinité: c'est le cas du riz (Khan *et al.*, 1997) et de la pomme de terre (Baba Sidi Kassi, 2010).

II.1.3.1. Effet sur l'absorption

Chez les végétaux stressés par le sel, les concentrations des solutés organiques et inorganiques varient, selon les espèces, l'âge de la plante et le traitement salin. Chez les plantes cultivées sur milieu témoin sans sel, la concentration totale de la solution foliaire en solutés organiques tend à diminuer avec l'avancement en âge des plantes ; alors qu'un effet opposé est noté pour la concentration inorganique totale de la feuille (Ben Naceur *et al.*, 2002).

La sensibilité à la salinité des espèces végétales est due notamment à l'absorption et à l'accumulation d'une quantité relativement élevée de Na^+ et Cl^- au niveau des feuilles (Bell, 1999 ; Çiçek et Cakirlar, 2002). La grande accumulation de Cl^- dans les feuilles peut contribuer au maintien d'un gradient osmotique en condition de salinité modérée. C'est au niveau des feuilles que se visualise le plus l'effet toxique des ions Cl^- . Les dégâts observés sur la végétation sont dus à la toxicité des Cl^- et non aux ions de Na^+ qui sont généralement inoffensifs vis-à-vis de la plupart des plantes, et la surface foliaire nécrosée est souvent directement proportionnel à l'accumulation des Cl^- (Garrec et Peulon, 1989).

En présence du sel, l'absorption des cations Na^+ , Ca^{2+} et magnésium (Mg^{2+}) dépasse souvent celle des anions Cl^- , PO_4^- et NO_3^- ; ce qui engendre ainsi un déficit anionique pour le

végétal. Dans les feuilles, les Chlorures sont toujours accumulés proportionnellement à la teneur globale en sel et en plus grande quantité que le Na^+ (Rahmoune *et al.*, 2000). Le chlore, en entrant en compétition avec le NO_3^- , inhibe dans les plantes sensibles aux sels l'absorption et le transport à longue distance de cet anion vers les parties aériennes et engendre ainsi une carence nutritionnelle qui est estimée, par la différence entre la teneur globale en cations majeurs Ca^{2+} , K^+ , Mg^{2+} et Na^+ et la teneur en Cl^- (Slama, 1986).

II.1.3.2. Effet sur la croissance et le développement

La salinité est une contrainte majeure qui affecte la croissance et le développement des plantes (Bouaouina *et al.*, 2000). La salinité des sols et des eaux demeure, pour les régions arides et semi arides, un obstacle majeur à la croissance des végétaux.

Selon Levigneron *et al.* (1995), les effets de la salinité sur la croissance des plantes varient en fonction du type de salinité, de la concentration du sel, de l'espèce, de la variété, de l'organe de la plante, ainsi que de son stade végétatif (fig. 17).

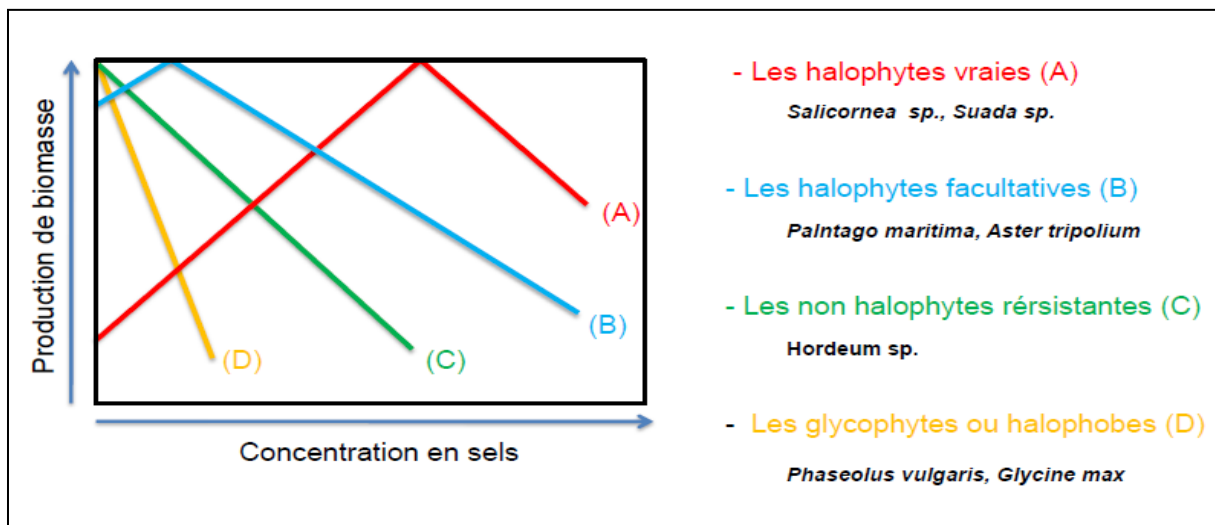


Figure 17. Production de biomasse de différents groupes de plantes suivant la salinité (Hagemeyer, 1996)

Les effets de la salinité se manifestent principalement par une diminution de la croissance de l'appareil végétatif, caractérisé par la faible ramification, le faible diamètre des organes, le nombre réduit des nœuds et les réductions du nombre de feuilles et de la longueur de la tige et par conséquent l'augmentation du rapport racine/tige. Une baisse des poids de matières fraîches et sèches est aussi démontrée (Rush et Epstein, 1981). Cette inhibition de la croissance des plantes se fait selon trois manières principales : par une toxicité ionique (surtout de Na^+ et Cl^-), un stress osmotique et une perturbation nutritionnelle (Greenway et

Munns, 1980 ; Levigneron *et al.*, 1995). La réduction de la croissance de la partie aérienne est la première réponse observée chez les glycophytes avec l'augmentation de la salinité. Il s'agit de l'effet destructif le plus significatif en cas d'une exposition prolongée à la salinité.

Il s'est avéré aussi que les feuilles sont les tissus les plus sensibles de la plante à une salinité excessive, par contre la croissance des racines s'en trouve faiblement affectée (Benmahioul *et al.*, 2009). Ainsi, le chlorure de sodium inhibe la croissance des racines des glycophytes, qu'elles soient réputées très sensibles à la salinité, moyennement sensibles ou plutôt tolérantes (Lemzeri, 2006). Néanmoins, cette inhibition est généralement moins marquée que celle des parties aériennes. C'est ainsi qu'une concentration élevée de Na^+ et des Cl^- peut être toxique aux plantes avec pour résultat une inhibition de la croissance (Greenway et Munns, 1980).

Une grande partie des pertes de croissance est aussi attribuée à l'accumulation ionique au niveau des feuilles. Cette accumulation est alors capable de gêner et de troubler l'activité enzymatique et les processus métaboliques ainsi que les microstructures des feuilles. La croissance peut être freinée en milieu salin par un approvisionnement limité en éléments minéraux indispensables tels que le K^+ et les NO_3^- . Bois (2005), confirme que la réduction de l'absorption des ions NO_3^- est à l'origine de la diminution de la croissance. Alors, la croissance des espèces végétales est ralentie lorsque la concentration saline du milieu externe dépasse 100 mM de NaCl, et la salinité devient létale à partir de 300 mM de NaCl (Greenway et Munns, 1980).

La salinité influe également sur la croissance des fruits qui deviennent petits et nécrosés avec modification de leur qualité organoleptique (Levigneron *et al.*, 1995). La production totale des fruits de plusieurs espèces et le poids moyen des fruits diminuent linéairement avec l'augmentation de la salinité. Normalement, l'obtention des fruits avec nécrose apicale est attribuée à un déséquilibre de Ca^{2+} et / ou à un stress hydrique.

II.1.3.3. Effet sur la photosynthèse

La salinité réduit la croissance et la photosynthèse de la plante. Cette réduction est due aux effets complexes d'interactions osmotiques, ioniques et nutritionnelles (Rasanen, 2002). La présence du Cl^- de Na^+ dans le sol a généralement pour effet de réduire l'intensité de la transpiration des glycophytes et de nombreux halophytes en l'absence de toute diminution de la turgescence. Greenway et Munns (1980) suggèrent que la salinité affecte en premier lieu la croissance de la plante puis la photosynthèse, causant suite aux phénomènes de « *Feed-back* », une réduction de la capacité photosynthétique. Particulièrement chez les glycophytes, la

présence continue de chlorure de sodium (NaCl) dans le milieu de culture entraîne une augmentation d'une part de l'épaisseur des limbes (ce qui deviendrait un élément limitant dans la porosité stomatique) et d'autre part des vitesses d'ouverture des stomates.

La photosynthèse étant réduite chez les plantes cultivées en milieu salin. Munns (1993) a tout d'abord pensé que cet effet dépressif serait à l'origine de la diminution de la croissance. Toutefois, comme cette croissance diminue plutôt que la photosynthèse et, à long terme, elle décline davantage que cette dernière ; il a alors considéré que l'accumulation de carbone par les plantes serait affectée par la salinité à cause d'une réduction de l'indice foliaire plutôt que du taux de la photosynthèse.

Le sel peut également provoquer la modification de la densité des stomates, du nombre et du diamètre des vaisseaux du xylème chez les halophytes, ou accélérer le cycle biologique avec changement de la voie métabolique de fixation du carbone (Levigneron *et al.*, 1995).

II.1.4. Effet de la salinité sur la germination

La germination est régulée par des caractéristiques génotypiques mais aussi par les conditions environnementales et en particulier par la disponibilité de l'eau dans le sol et la présence de sels (Ndour et Danthu, 2000). Ainsi, la germination des graines est le stade le plus sensible aux stress salin et hydrique (Boulghalagh *et al.*, 2006). On peut considérer que la plupart des plantes sont plus sensibles à la salinité durant leurs phases de germination et de levée (Maillard, 2001). Parmi les causes de l'inhibition de la germination en présence du sel, la variation de l'équilibre hormonal (Debez *et al.*, 2001). Plusieurs auteurs ont montré un retard de la germination causé par la salinité chez plusieurs espèces (Benata *et al.*, 2006), même chez des plantes halophiles (Belkhoja et Bidai, 2004; Rahmoune *et al.*, 2008). Des travaux effectués sur des halophytes ont montré que l'effet inhibiteur du NaCl sur la germination serait essentiellement de nature osmotique, le sel empêchant l'imbibition de la graine (Debez *et al.*, 2001).

La germination des plantes, qu'elles soient halophytes ou glycophytes, est affectée par la salinité. Selon l'espèce, l'effet dépressif peut être de nature osmotique ou toxique :

- *Les effets osmotiques* se traduisent par l'inaptitude des graines à absorber des quantités suffisantes en eau pour les ramener à leur seuil critique d'hydratation, nécessaire au déclenchement du processus de germination ;
- *Les effets toxiques* sont liés à une accumulation cellulaire de sels qui provoquent des perturbations des enzymes impliquées dans la physiologie des graines en germination,

empêchent la levée de dormance des embryons et conduisent à une diminution de la capacité de germination (Rejili *et al.*, 2006).

II.1.5. Mécanismes de résistance à la salinité

Une plante cultivée sur sol riche en sel doit faire face à sa pénétration dans ses tissus ; celui là est rejeté ou accumulé par les différents organes, tissus, cellules et compartiments cellulaires. Les ions Cl^- et Na^+ pénètrent via les racines, transportés par la sève xylémique jusqu'aux tiges et feuilles. Là ils se trouvent soit stockés (plantes de type incluser), les feuilles sont riche en Na^+ que les tiges et les racines et le mécanisme de tolérance au sel est dû à la compartimentation des ions toxiques, en particulier l'ion sodium dans la vacuole; soit au contraire ils sont très peu retenus dans leurs feuilles (plantes de type excluser) et cette accumulation décroît selon la séquence racines-tiges feuilles et ces ions sont alors revéhiculés par la sève phloémique jusqu'aux racines (Levigneon *et al.*, 1995).

Deux types de comportement ont pour effet d'éviter la saturation en sel :

II.1.5.1. Inclusion et compartimentation des ions

La compartimentation des ions entre les organes (racines/parties aériennes), les tissus (épiderme/mésophile), ou encore entre les compartiments cellulaires (vacuole/cytoplasme) est l'un des mécanismes d'adaptation à la contrainte saline (Ouerghi *et al.*, 1998). L'inclusion et la compartimentation est la stratégie la plus efficace pour éviter la toxicité de Na^+ sur des sites métaboliques dans le cytoplasme (Bouchoukh, 2010). La plante utilise en effet le sel pour ajuster la pression osmotique de ses cellules. Elle capte le sel qui parvient aux feuilles, au même titre que l'eau, par le mouvement ascendant de la sève dans les vaisseaux. A l'intérieur des cellules, le sel est alors stocké dans les vacuoles grâce à des systèmes de "pompes" moléculaires. Les vacuoles étant des compartiments fermés au sein de la cellule, le sel est ainsi isolé des constituants cellulaires vitaux (Sentenac et Berthomieu, 2003).

Aussi, la vacuole se chargerait-elle en Na^+ grâce à l'action d'un antiport sodium-proton (Na^+/H^+), lequel serait entretenu par le fonctionnement accéléré des pompes à proton Na^+/H^+ . L'existence d'un système d'échange Na^+/H^+ est largement signalé. Il est alors admis que c'est la performance de stocker le sel dans les parties aériennes qui est déterminante dans le niveau de tolérance au sel des espèces.

II.1.5.2. Exclusion

La plante empêche le sel de remonter dans la sève jusqu'aux feuilles. La présence de l'endoderme dans les racines ainsi que le transport sélectif, leur permet d'absorber les ions nutritifs utiles et de réexcréter les ions Na^+ (Genoux *et al.*, 2000).

Quelques halophytes peuvent empêcher l'absorption excessive du sel par son exclusion du sel au niveau des racines et de la partie inférieure de la tige (fig. 18). Dans ce cadre, la sortie de Na^+ des vaisseaux du xylème en échange d'une entrée de K^+ venant des cellules parenchymateuses du xylème et du parenchyme avoisinant, joue un rôle important dans la tige et les racines (Luttge *et al.*, 2002).

II.1.5.3. Ajustement osmotique

Face à l'augmentation des forces de rétention de l'eau dans un sol en cours de dessiccation, un ajustement osmotique peut se manifester, mais à des degrés variables, chez la plupart des végétaux. Les métabolites impliqués dans cet ajustement sont assez variés. Ces solutés ont des propriétés physiques et biologiques compatibles, même à forte concentration, avec les fonctions métaboliques (Tahri *et al.*, 1998).

L'un des principaux caractères physiologiques de tolérance aux contraintes du milieu est l'ajustement osmotique. Celui-ci est réalisé grâce à une accumulation de composés osmo-régulateurs conduisant à une réduction du potentiel osmotique permettant ainsi le maintien du potentiel de turgescence.

L'accumulation de ces composés a été mise en évidence chez plusieurs espèces végétales soumises à la contrainte saline. Cette accumulation varie dans de larges proportions suivant l'espèce, le stade de développement et le niveau de la salinité. Les différences d'accumulation des solutés (acides aminés libres, proline et sucres solubles totaux) entre les plantes témoins et les plantes soumises au stress salin sont très importantes (El Midaoui *et al.*, 2007).

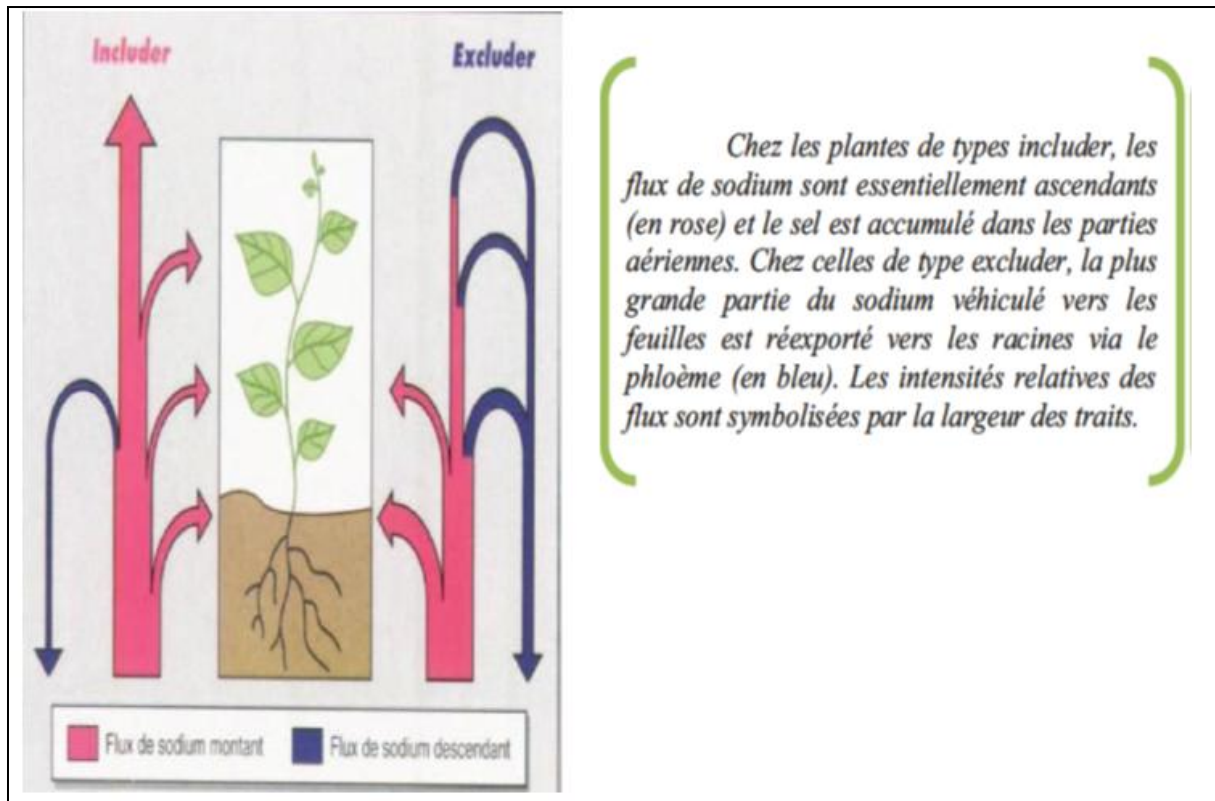


Figure 18. Schématisation du bilan de la circulation du sodium dans les plantes *includeur* ou *excluser* (Levigneron *et al.*, 1995)

L'ajustement osmotique apparaît aujourd'hui comme un mécanisme majeur d'adaptation aux stress ionique et osmotique qui s'exprime par la capacité d'un végétal à accumuler, au niveau cytoplasmique et de manière active des ions tels que les K^+ , Na^+ et Cl^- ou des composés organiques tels les sucres solubles (fructose, glucose, tréhalose, raffinose, fructanes) et certains amino-acides (proline, glycine bêtaïne, β -alaninebêtaïne, prolinebêtaïne). Parmi les acides aminés pouvant être accumulés, la proline représente l'une des manifestations les plus remarquables des stress hydriques et osmotiques. Son rôle d'osmoticum a été rapporté par de nombreux auteurs. L'accumulation de la proline, induite par les stress, peut être le résultat de trois processus complémentaires: stimulation de sa synthèse, inhibition de son oxydation et/ou altération de la biosynthèse des protéines. La proline serait synthétisée à partir de l'acide glutamique via l'acide 5 carboxylique 1 pyrroline (P_5C), mais également via l'arginine et l'ornithine (Tahri *et al.*, 1998).

II.2. Stress hydrique

II.2.1. Introduction

Pour que la plante ne soit pas pénalisée au cours de son cycle, il convient de positionner son parcours de façon à éviter le plus possible les facteurs limitants. Parmi ces facteurs, l'eau joue un rôle dominant sur les phénomènes de croissance et de développement.

Un stress hydrique peut limiter ainsi la croissance des végétaux, en modifiant le bilan entre la disponibilité et les besoins. L'eau est un facteur important dans la fourniture des éléments minéraux à la plante, car la plus grande partie de l'hydrogène et de l'oxygène des constituants de la matière sèche provient de l'eau. Selon Kharoubi (1996), l'eau d'imbibition représente une quantité 4 à 15 fois supérieure à celle de l'eau nécessaire comme simple aliment ; or, après son évaporation par transpiration, il faut qu'elle soit remplacée en permanence par l'eau du sol, absorbée par les racines, pour que le maintien du fonctionnement de la plante soit assuré.

Si, par contre, cette eau évaporée n'est pas remplacée, l'absorption ne peut plus satisfaire la demande de la transpiration (on parle alors d'une situation de déficit hydrique), et par conséquent, les processus physiologiques commencent à être affectés.

Les dégâts produits par le stress hydrique se manifestent par une chlorose, des phénomènes de sénescence (Debaeke *et al.*, 1996), l'abscission des feuilles de la base et le flétrissement. Les feuilles nouvellement formées montrent une réduction de leur surface. Un végétal, non adapté à vivre en conditions sèches, dispose d'un certain nombre de moyens pour contrôler son état hydrique.

Des expériences où seule une partie du système racinaire est soumise à une contrainte hydrique, ont permis de démontrer qu'un signal de nature chimique est véhiculé par le xylème jusqu'aux parties aériennes (Sarda *et al.*, 1992). Il permet aux racines de réguler la conductance stomatique des feuilles. Au niveau cellulaire, il y a intervention possible de l'osmorégulation. Au niveau des organes, c'est avant tout les feuilles qui peuvent agir, soit en inclinant leur position de façon à diminuer leur surface exposée au soleil, soit en s'enroulant sur elles-mêmes (Cruiziat, 1991).

II.2.2. Définition de stress hydrique

Le stress hydrique a été défini comme une baisse ou un excès de la disponibilité de l'eau dans le milieu, traduisant par une réduction de la croissance de la plante. La contrainte

hydrique est le facteur ou l'ensemble des facteurs ayant pour conséquence le stress. D'autres auteurs limitent la définition du stress aux seules conditions correspondant à une hydratation sub-optimale des tissus (Lamaze *et al.*, 1994). L'installation d'une sécheresse se manifeste par la combinaison d'une part, de la restriction de la disponibilité en eau du sol et, d'autre part, de l'augmentation de l'évaporation (Kiani, 2007). Le manque d'eau peut se manifester aussi bien dans le sol que dans l'atmosphère (Veselovsky, 1985). Généralement, la sécheresse du sol est lente (Larcher, 1995), mais la diminution de l'humidité de l'air peut parfois être rapide (Yokota *et al.*, 2006). D'un point de vue physique, le stress hydrique résulte d'un abaissement du potentiel hydrique dans l'air et/ou dans le sol en dessous d'une certaine valeur, dépendant par son influence des espèces (génotype ou phénotype) et des caractéristiques du milieu (type de sol, température, vent) (Lamaze *et al.*, 1994).

II.2.3. Le potentiel hydrique

Le potentiel hydrique représente un état d'équilibre entre l'état hydrique de la plante et celui du sol (Tardieu *et al.*, 1990). Plusieurs pistes d'amélioration sont à envisager, qui passent toutes par l'utilisation d'une variable d'état strictement liée au fonctionnement hydrique de la plante : le potentiel hydrique foliaire. Il mesure l'état énergétique de l'eau dans un tissu ou un organe.

L'exemple d'une éponge imbibée d'eau peut donner une idée concrète de ce qu'est un potentiel hydrique. Une éponge saturée d'eau mise dans une bassine d'eau ne perdra ni ne prendra d'eau, son potentiel hydrique sera nul comme celui de la bassine. Si on veut extraire de l'eau de cette éponge, il faut exercer une certaine pression avec les mains. Cette pression devra être d'autant plus forte que l'éponge est moins humide, c'est à dire que son potentiel hydrique est plus négatif.

On peut comprendre, par cet exemple, qu'il existe constamment une relation entre le contenu en eau de l'éponge et son potentiel hydrique.

Selon Kharoubi (1996), le potentiel hydrique correspond du point de vue énergétique au travail qu'il faudrait fournir à une unité de masse d'eau « liée » aux tissus d'une plante, pour l'amener à cet état de liaison à un état de référence, correspondant à de l'eau pure (on dit souvent « libre » par opposition à « liée ») à la même température et la même pression atmosphérique. Comme on adopte la valeur zéro pour ce potentiel de référence, tous les potentiels hydriques caractérisant « l'eau liée » sont négatifs puisqu'il faut fournir un travail pour amener cette eau à un potentiel hydrique nul.

II.2.4. Effet de stress hydrique sur la plante

Les stress abiotiques, notamment le stress hydrique, limitent sérieusement la croissance des plantes ainsi que la productivité végétale (Wang *et al.*, 2003). Le déficit hydrique constitue un important facteur limitant pour la croissance et le développement des plantes cultivées et spontanées dans les zones arides et semi-arides (El Mourid *et al.*, 1996) qui se caractérisent par une forte irrégularité des précipitations (Boutfirass *et al.*, 1994). Le climat méditerranéen est caractérisé par des périodes de sécheresse erratiques imprévisibles, ce qui limite considérablement les productions végétales (Adda *et al.*, 2005). Chaque année, les surfaces perdues à cause des stress hydrique et salin varient autour de 20 millions d'ha dans le monde. En Algérie, la rareté et le caractère irrégulier des précipitations (200 à 600 mm/an) peuvent être les facteurs d'une perte partielle ou totale de production. L'effet du stress dépend de son degré, sa durée, le stade de développement de la plante, le génotype et son interaction avec l'environnement (Yokota *et al.*, 2006).

Le stress hydrique occupe toutefois une place particulière du fait de sa fréquence et de la place que l'eau occupe dans les phénomènes métaboliques (Turner, 1990 ; Balo *et al.*, 1995). De part son rôle dans la photosynthèse, le transport et l'accumulation, ainsi que dans la multiplication et le grandissement cellulaire, l'eau a un rôle essentiel dans la croissance et le développement des plantes (Cabeza *et al.*, 1995).

Les conséquences du stress hydrique au niveau cellulaire sont représentées sur la figure 19 (Brinis, 1995).

De nombreuses autres réactions ont été observées au niveau métabolique (accumulation de solutés) ou au niveau de la balance hormonale. L'acide abscissique (ABA), qualifié « d'hormone de stress », est synthétisé rapidement et semble avoir un rôle important dans la réponse au stress, dans l'inhibition de la photosynthèse et le ralentissement de la croissance des feuilles. Le déficit hydrique peut également diminuer la pression de turgescence de la plante et par conséquent provoquer une perte d'eau du contenu cellulaire. Cette perte de l'état de turgescence peut engendrer des effets physiologiques très importants (Gate, 1995). Mais la question reste toujours posée, de savoir si ces nombreuses réactions au déficit hydrique ont un rôle effectif dans l'acquisition de la tolérance, ou bien s'ils ne font que marquer un état de stress. Pour pouvoir répondre à cette question, il est nécessaire d'étudier les différentes réponses des plantes à la sécheresse et les mécanismes d'adaptation développés par la plante.

II.2.5. Effet du stress hydrique sur la germination

En absence d'humidité suffisante, la graine même si elle est correctement placée dans le sol, elle n'évolue pas, retardant ainsi la levée et en cas de persistance de sécheresse, la situation peut se traduire par une absence de germination (Feliachi *et al.*, 2001). La sécheresse est l'un des principaux facteurs environnementaux qui affecte grandement la germination des espèces et réduit leur survie au cours des stades précoces de développement. Au cours de cette phase, c'est le métabolisme des carbohydrates qui se trouve fortement affecté (Ingram *et al.*, 1996), à travers la perturbation du fonctionnement enzymatique impliqué dans ce processus.

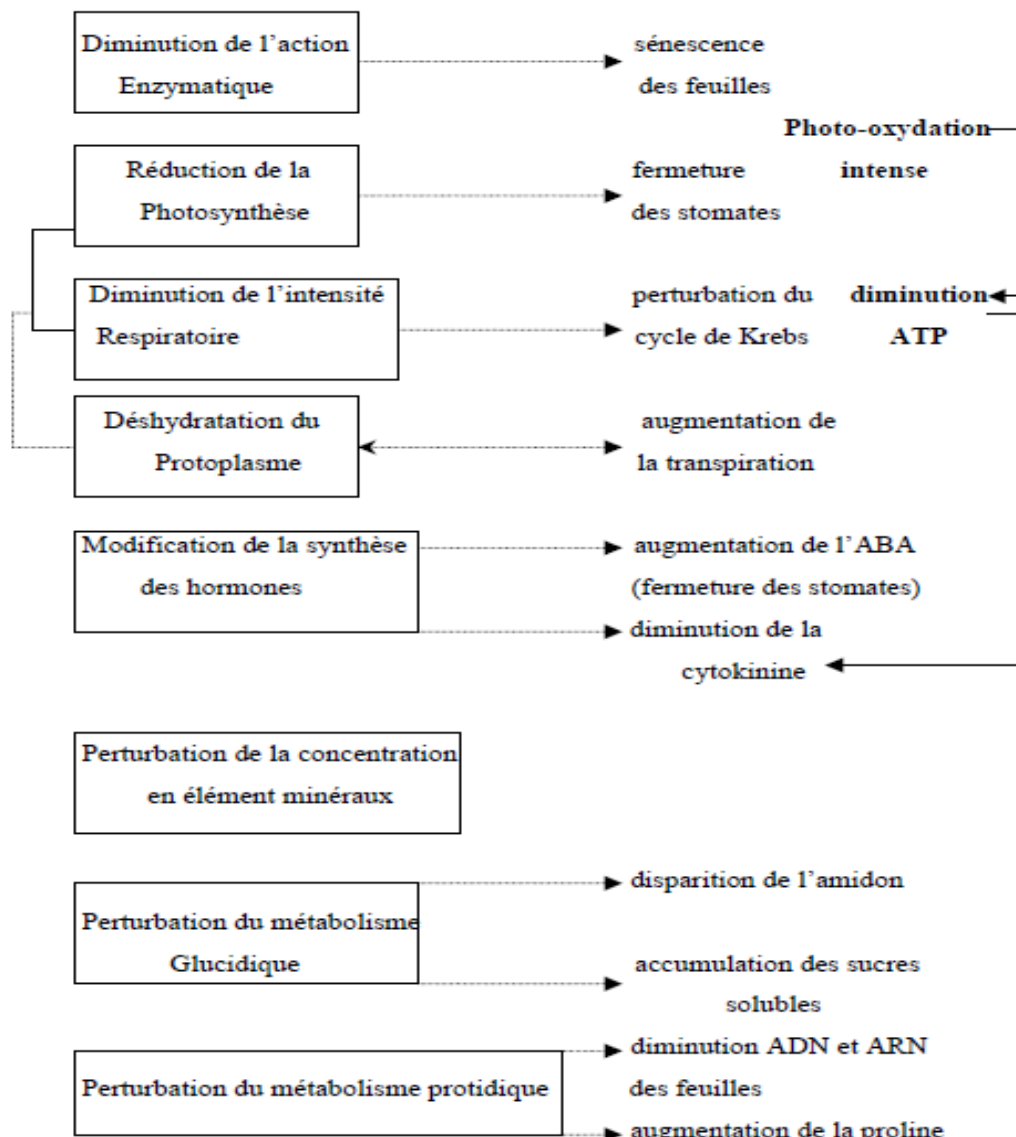


Figure 19. Les effets du stress hydrique au niveau cellulaire (Brinis, 1995)

Il a été démontré que le glyceraldéhyde-3-déshydrogénase cytosolique est fortement induite par le déficit hydrique ce qui est l'origine d'un changement de l'acidité de la glycose

(Velasco *et al.*, 1994). De nombreux gènes contrôlant le métabolisme des sucres simples sont régulés en amont par les variations de l'hydratation cellulaire. Quoique l'hydrolyse de l'amidon et la libération des sucres réducteurs énergétiques constituent une étape incontournable dans le déroulement de la germination, mais indirectement la disponibilité des carbohydrates pendant cette phase assure un rôle de protection contre le déficit hydrique. Ils constituent les principaux osmolytes impliqués dans l'ajustement osmotique, assurent une protection des macromolécules essentiellement membranaires (Bray et Ziegler, 1989).

II.2.6. Mécanismes de résistance contre le déficit hydrique

Du point de vue végétal, l'adaptation à la sécheresse est la capacité d'une plante à maintenir sa levée et sa croissance à travers des environnements où les périodes de sécheresse, leurs durées et leurs intensités sont fluctuantes. De ce fait, une réflexion sur les stratégies à entreprendre pour comprendre les mécanismes mis en jeu par les plantes afin de s'adapter aux conditions de l'environnement et de maintenir leur croissance et leur productivité s'impose (Hassani *et al.*, 2008). Plusieurs études ont montré que, lors d'un déficit hydrique, les plantes adoptent des stratégies d'adaptation qui diffèrent d'une espèce à une autre et qui font intervenir une large combinaison de facteurs morphologiques, physiologiques et biochimiques (Hayak *et al.*, 2000 ; Zerrad *et al.*, 2008 ; El Fakhri *et al.*, 2010). Turner (1986) a classé les mécanismes d'adaptation à la sécheresse : l'esquive permet à certains géotypes d'échapper au stress en accomplissant leur cycle de développement en dehors des périodes de sécheresse. Ce phénomène est largement expliqué par la phénologie. Mais la sécheresse est imprévisible et les plantes sont forcément confrontées au stress une année ou l'autre.

Certains caractères d'adaptation, inductibles, permettent une tolérance avec maintien du potentiel hydrique foliaire ou évitement (système racinaire développé, réduction de la surface foliaire, présence de cires à la surface des feuilles, enroulement foliaire). Lorsque le potentiel hydrique foliaire est réduit, certaines plantes sont capables de maintenir leur turgescence cellulaire par ajustement osmotique (fig. 20) (Turner et Jones, 1980).

L'ajustement osmotique joue un rôle primordial dans la résistance ou la tolérance de la plante à la contrainte hydrique (Munns *et al.*, 2006). L'intérêt croissant qui lui est porté est lié à différents facteurs (maintien de la turgescence et de la croissance) (Boyer, 1985), retardement de l'enroulement et de la sénescence foliaire, régulation stomatique (Hsiao *et al.*, 1984), relations avec le comportement agronomique (relation entre capacité d'ajustement osmotique et rendement en grains sous stress hydrique) (Morgan *et al.*, 1986).

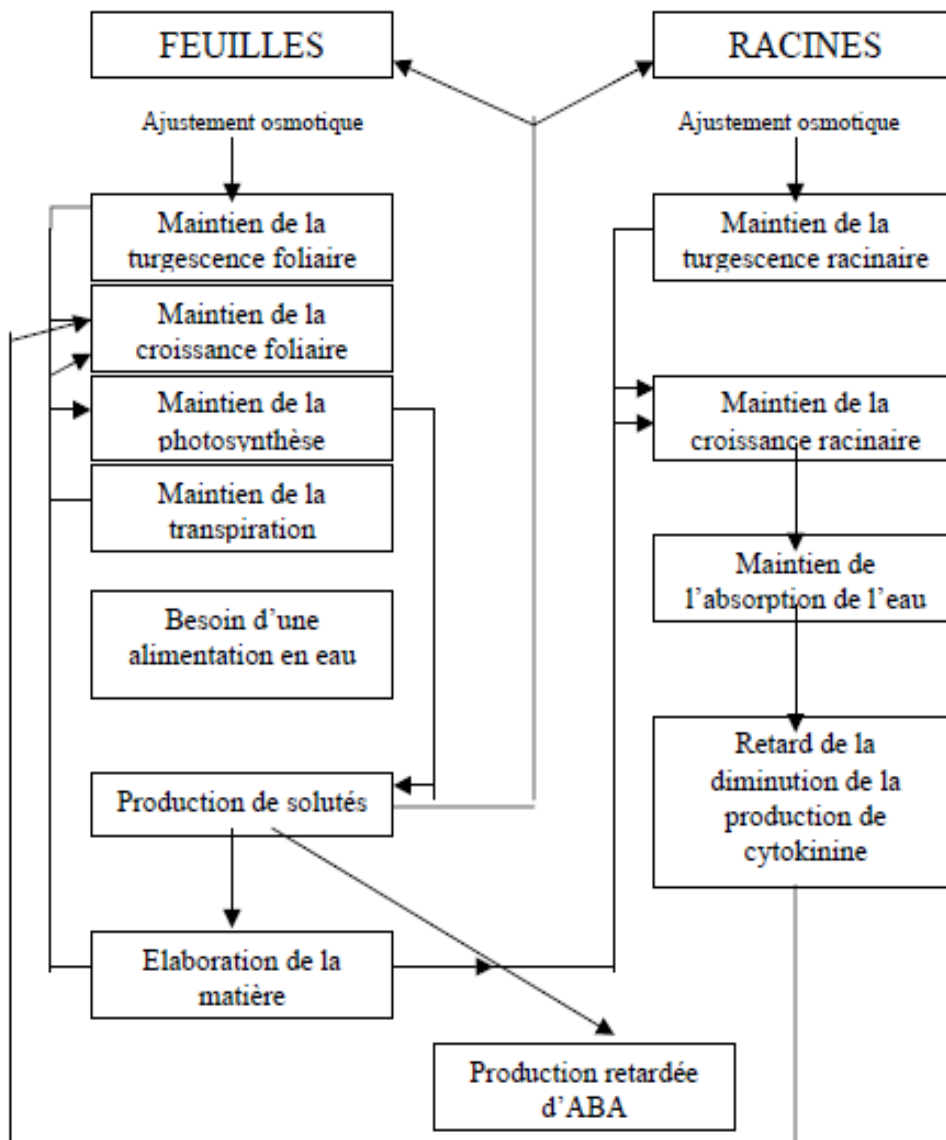


Figure 20. Conséquences possibles de l'ajustement osmotique sur les feuilles et les racines (Ykhlef, 2001)

En effet, pour maintenir la balance de la force osmotique, après la chute du potentiel hydrique causée par le stress hydrique (Casals, 1996), les plantes accumulent un certain nombre d'osmotocums (Wang *et al.*, 2003) qui en association avec d'autres facteurs tels que la réduction de la transpiration par la fermeture des stomates et la réduction de la surface foliaire (Bouzoubaa *et al.*, 2001), permettent de garder la turgescence et le volume cytosolique aussi élevé que possible (Bouzoubaa *et al.*, 2001 ; Wang *et al.*, 2003). Cette chute du potentiel hydrique stimule non seulement le phénomène d'osmorégulation mais également l'inhibition (Zerrad *et al.*, 2008), ou la synthèse de nouvelles protéines dont les protéines LEA qui

assurent une protection de l'ensemble vitale des protéines cellulaires (David et Grongnet, 2001), et les protéines de choc thermique qui permettent un maintien des structures protéiques et membranaires de la cellule végétale (Baker *et al.*, 1988). Enfin, s'il y a perte de turgescence, il peut y avoir une tolérance à la déshydratation des tissus (Turner, 1986).

Partie II : *Etude expérimentale*

Chapitre I : *Présentation du site de prélèvement des graines*

I. Présentation et localisation

Le mont de Tessala présente une grande diversité biologique de par sa localisation géographique et orographique. Il est situé au Nord de la wilaya de Sidi Bel Abbès, limité au Nord par la plaine de la Mleta et la sebkha d'Oran, à l'Est par les monts des Béni Chougrane, à l'Ouest par les monts de Sebaa Chioukh et au Sud par la plaine de Sidi Bel Abbès. Le mont de Tessala fait partie de l'Atlas tellien (fig. 21). L'altitude varie largement, elle a des valeurs maximales dans les parties Sud-Ouest et son point culminant se trouve à 1061 m d'altitude (Kikken, 1962). Au Sud et au Sud-Est s'étend la plaine de Sidi Bel Abbès dont les altitudes varient de 400 à 500m, elle est caractérisée par un relief très peu accidenté (fig. 22). Il est l'un des points culminant de l'atlas plissé et de ce fait l'un des lieux les plus arrosés de l'Ouest (575 mm/an) en période pluviale normale (P.D.A.U., 2005).

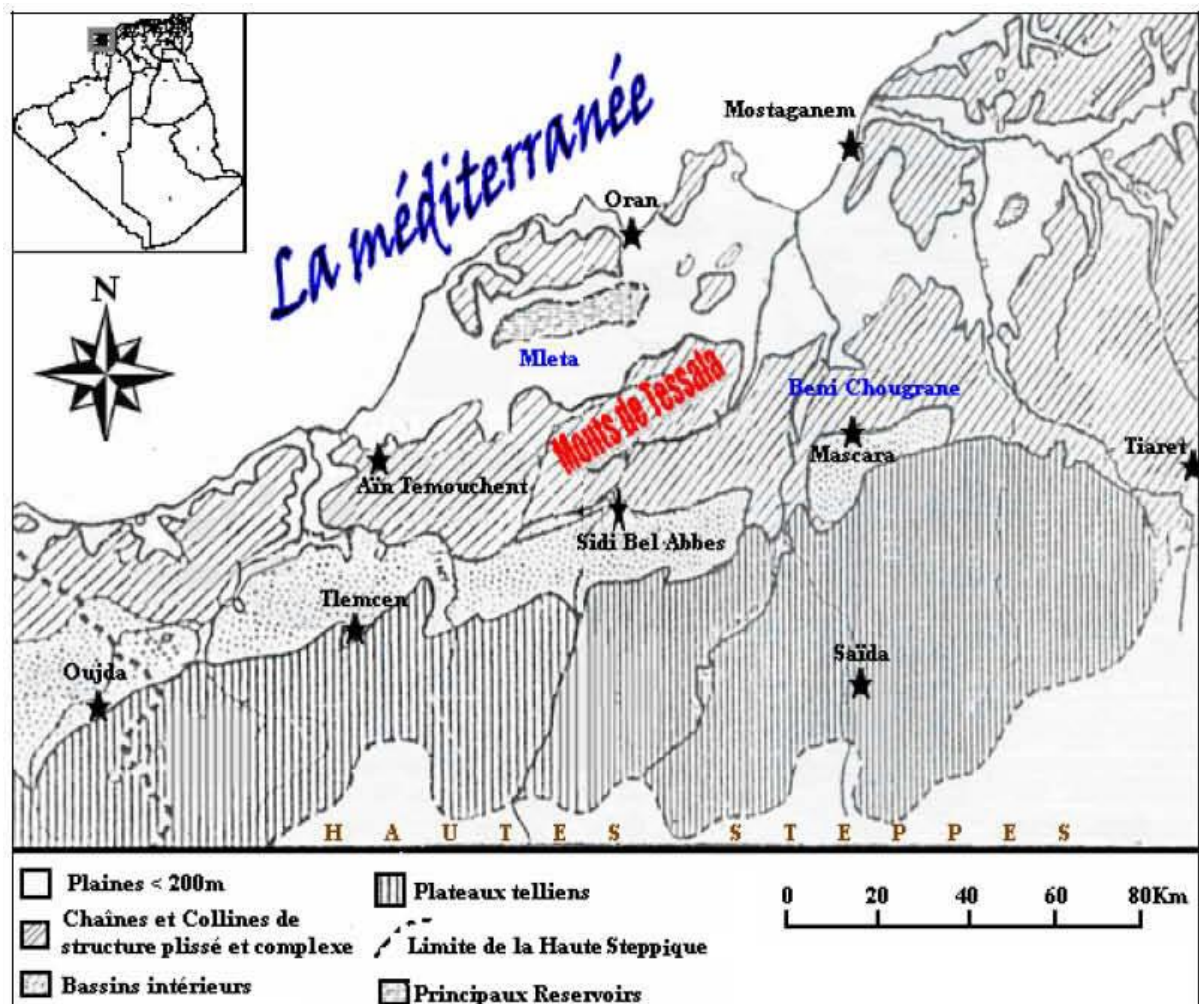


Figure 21. Localisation du Djebel de Tessala (Kikken, 1962)

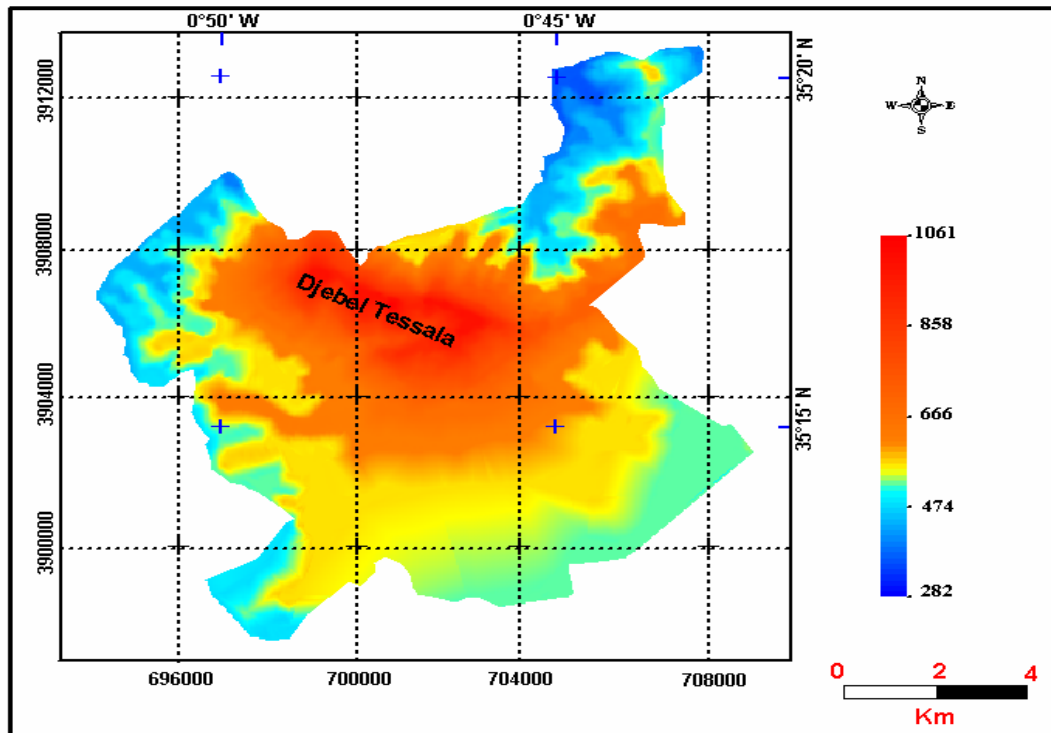


Figure 22. Carte hypsométrique de la zone d'étude (Carte établie par le logiciel MapInfo Professional Version 6.5) (Cherifi, 2013)

L'exposition du mont de Tessala a un effet sur les conditions écologiques de cette zone. Le versant Sud occupe le canton Nemaïcha, souffre d'une sécheresse prolongée dépassant les 6 mois et est caractérisé par des sols relativement dégradés où dominent les argiles. Le versant Nord occupe le canton Ouled Riab, bénéficie de conditions climatiques et édaphiques plus clémentes, une brise marine avec ses effets adoucissants en été, une faible évaporation, des sols relativement équilibrés et une pluviométrie intéressante (Cherifi *et al.*, 2011).

La morphologie des pentes se distingue par un ensemble d'orientation Nord caractérisé par des vallées profondes, étroites et des oueds permanents ainsi que des entailles nettement visibles dans les ravins. L'ensemble d'orientation Sud se caractérise par un relief doux, avec des oueds et des ravins peu profonds et des lignes de crêtes adoucies (fig. 23).

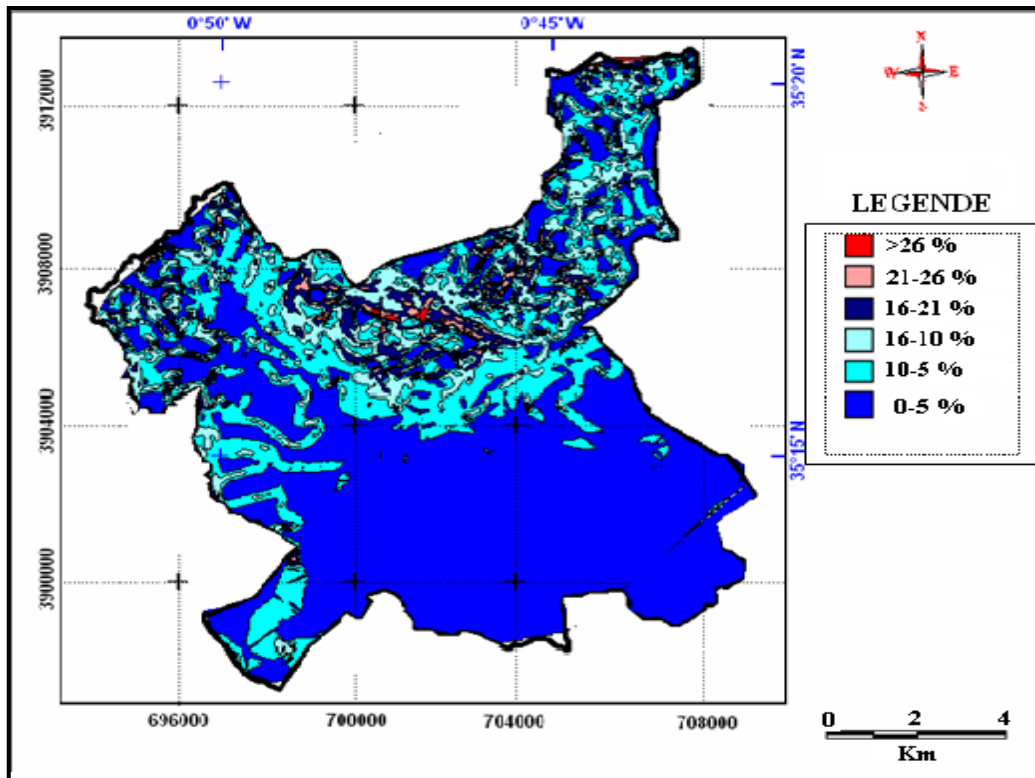


Figure 23. Carte des pentes de la zone d'étude (Carte établie par le logiciel MapInfo Professional Version 6.5) (Cherifi, 2013)

II. Climat et bioclimat

Le climat de l'Algérie a fait l'objet de nombreuses études analytiques et synthétiques, notamment par Seltzer (1946); Bagnouls et Gaussen (1953); Emberger (1954); Stewart (1975); Le Houerou (1995).

Tous ces auteurs s'accordent à reconnaître l'intégration du climat algérien au climat méditerranéen, caractérisé par une saison sèche et chaude coïncidant avec la saison estivale, et une saison froide et pluvieuse en coïncidence avec la saison hivernale. En Algérie, cette pluviométrie peut être soumise à l'orographie et aux influences maritimes. En effet, tous les auteurs qui ont étudié la pluviométrie en Algérie ont montré que la répartition de la pluie subit trois influences. Il s'agit de l'altitude, les conditions de topographie, de la longitude et enfin celle de l'éloignement de la mer. Dans ce contexte, Alcaraz (1982) dans son étude de la végétation de l'Ouest algérien a mis en évidence l'existence de gradient de croissance altitudinale pour les températures et les précipitations.

D'après la carte pluviométrique de l'Algérie du Nord (fig. 24) établie par l'agence nationale des ressources hydriques, nous constatons qu'en Algérie :

- la pluviométrie est supérieure dans la partie Nord-est;

- la pluviométrie est moins importante dans la partie Nord- Ouest ;
- la pluviométrie est faible dans la partie Sud.

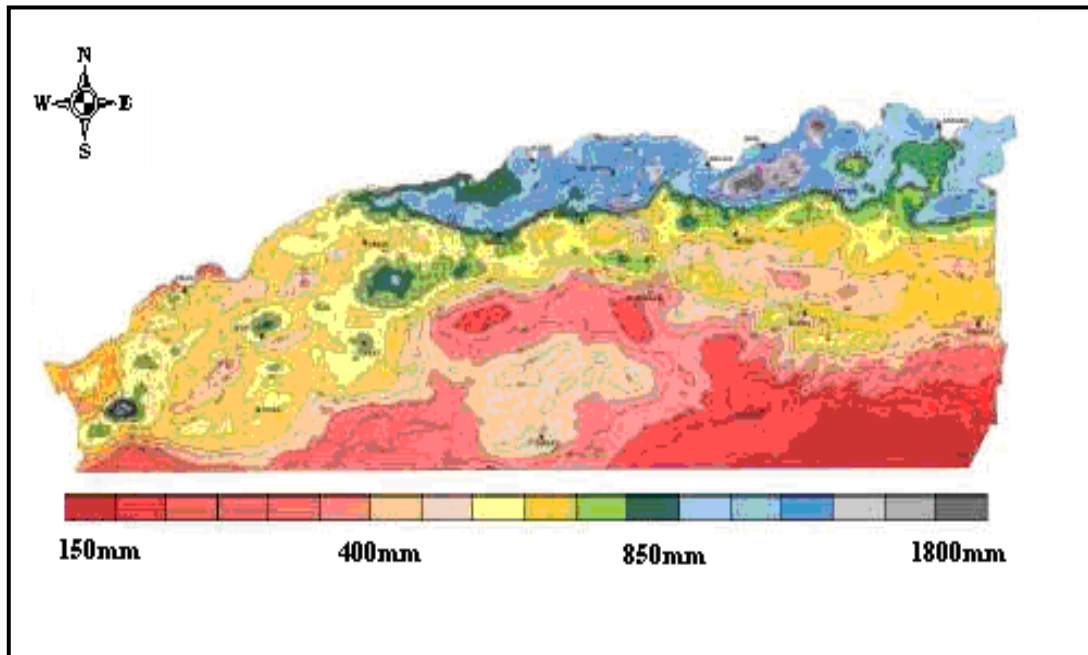


Figure 24. Carte pluviométrique de l'Algérie du Nord (Cherifi, 2013)

Le climat reste assez nuancé dans cette zone, les facteurs orographiques (altitude, pente et exposition) ont un impact déterminant et identifie deux étages bioclimatiques :

- ✚ le semi-aride caractérisé par un hiver pluvieux et assez froid, un été chaud.
- ✚ le sub-humide caractérisé par un hiver frais.

Ces facteurs agissent sur le développement des sols et des végétaux d'où la nécessité d'une connaissance particulière de ces données.

Les variations des apports pluviométriques que connaît depuis près de deux décennies l'Ouest algérien plus particulièrement la région de Sidi Bel Abbés, résultantes de l'évolution naturelle du climat et constituent une contrainte majeure qui limite le développement de l'espace forestier de la zone d'étude.

Cependant, les données de longues périodes d'observation de la station de Tessala demeurent incomplètes voire inexistantes, sauf pour la pluviométrie. De ce fait, nous nous contenterons des données disponibles à la station météorologique de Sidi Bel Abbés dont les caractéristiques sont les suivantes : altitude : 486 m ; latitude Nord : 35°11' ; longitude Ouest : 00°38'.

Les caractéristiques des principales variables climatiques (précipitation, températures) ont été analysées sur une période allant de 1980 jusqu'à 2015 (O.N.M., 2016). Les données des précipitations ont été corrigées en tenant compte de l'altitude, selon la méthode suivante :

- **Correction des données**

Nous savons que la pluviométrie augmente en altitude de 40 mm tous les 100 m, et les températures diminuent de 0.7 °C pour M (moyenne mensuelle de tous les maxima), et de 0.4 °C pour m (moyenne mensuelle de tous les minima).

La station de Sidi-Bel-Abbès se situe à 486 m d'altitude, et la station de Tessala à 585m d'altitude. La différence d'altitude entre la station de Sidi-Bel-Abbès et la station de Tessala est de :

$$585 - 486 = 99 \text{ m}$$

Les précipitations ont été corrigées comme suit :

$$40 \text{ mm} \times 99 / 100 = 39.6 \text{ mm}$$

Ainsi, les températures ont été corrigées comme suit :

$$\text{Pour M : } 99 \times 0,7 / 100 = 0,69 \text{ °C ;}$$

$$\text{Pour m : } 99 \times 0,4 / 100 = 0,39 \text{ °C.}$$

Ainsi toutes les données pluviométriques et thermiques sont rectifiées (Cherifi, 2013).

II.1. Les précipitations

C'est la quantité d'eau que reçoit une région, elle est évaluée en millimètre (mm) par jour, par mois, par saison ou par an et constitue un facteur discriminant en matière de compréhension de la dynamique des biocénoses dans leur ensemble.

La pluviométrie varie en fonction de l'éloignement de la mer et l'exposition des versants par rapport aux vents humides (Djebaili, 1984). Cette dernière agit d'une manière directe sur la répartition de la végétation naturelle et sur l'occupation du sol. Le régime pluviométrique contribue dans une proportion importante au maintien et à la répartition du couvert végétal.

Connaissant la fluctuation des précipitations, une étude diachronique comparée entre l'ancienne période (1913-1938) en se référant aux données de Seltzer et la période actuelle (1980-2015) en se référant aux données de l'O.N.M. (2016) permet de confirmer ou d'infirmer l'évolution des facteurs climatiques (fig. 25).

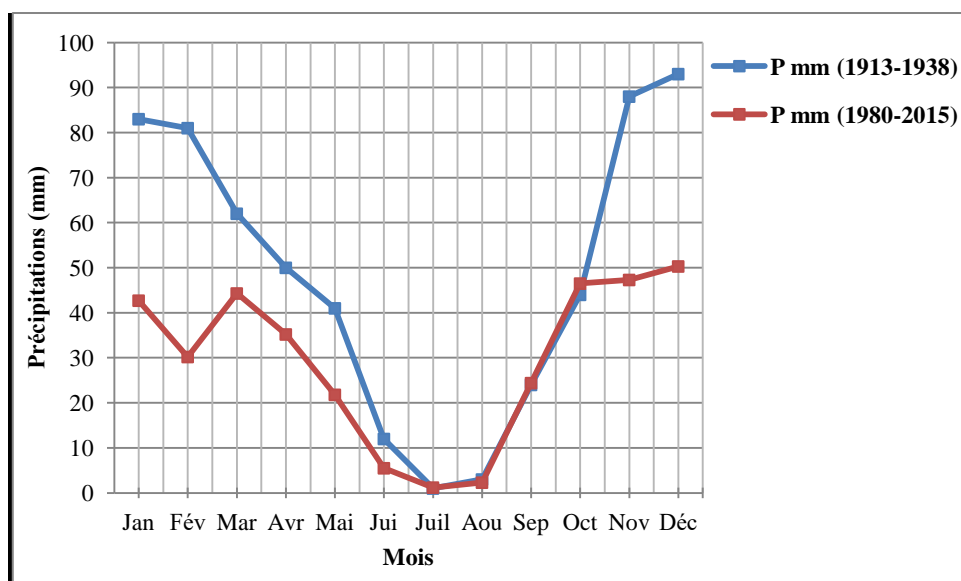


Figure 25. Variation des précipitations moyennes mensuelles des deux périodes [(1913-1938) et (1980-2015)]

La figure 25 illustre les variations moyennes mensuelles des pluies et révèle un maximum en novembre et en décembre. Le minimum correspond aux mois de juillet et août. C'est une caractéristique de l'étage bioclimatique semi-aride auquel la région de Tessala est soumise. La comparaison de la courbe de variation des précipitations moyennes mensuelles de Seltzer, avec la période 1980-2015, illustre une diminution conséquente de l'intensité des précipitations, et qui a des répercussions sur la distribution de la végétation.

Dans la région de Tessala, la pluviométrie est relativement assez faible. Elle n'excède qu'exceptionnellement les 400 mm par an, selon l'analyse des relevés réalisée sur 35 ans (1980-2015). La moyenne interannuelle des pluies enregistrées depuis 1980 à 2015 est de 316,19 mm ; cependant, l'analyse quantitative des apports pluviométriques annuels relevés sur cette même période indique une évolution irrégulière des précipitations d'une année à l'autre et met en relief une variation régressive dans son ensemble avec le temps (fig. 26).

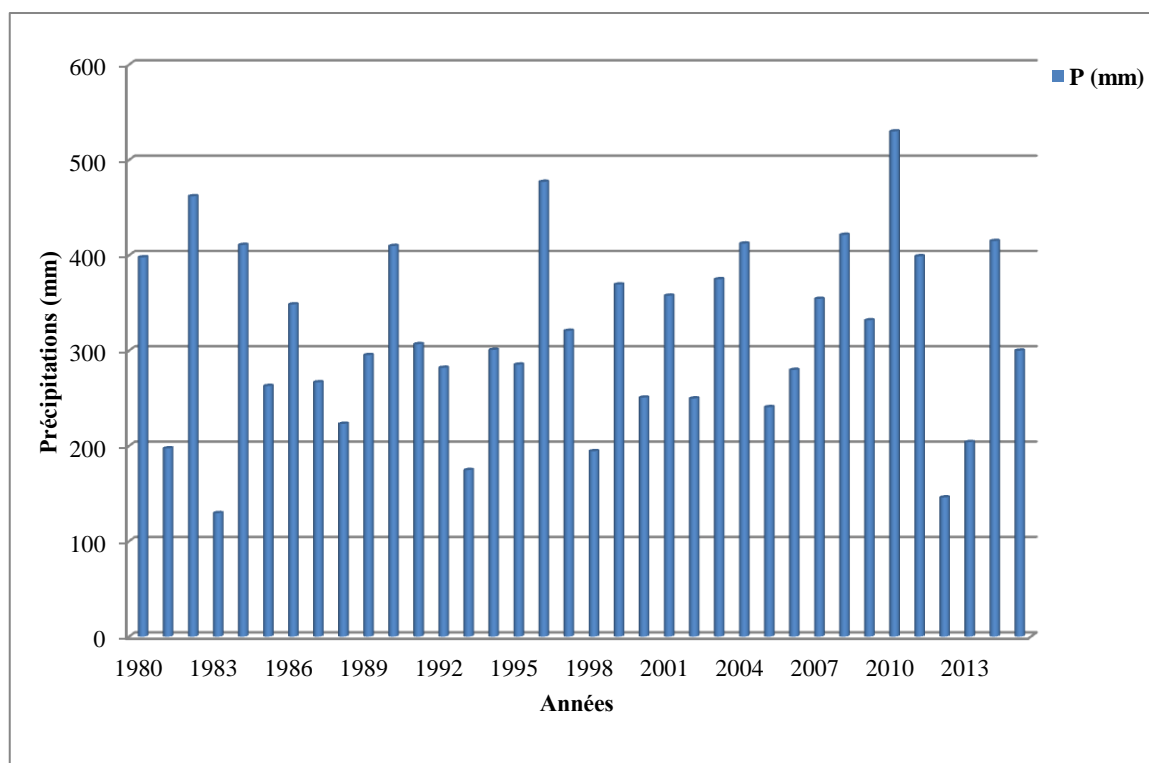


Figure 26. Variation des précipitations moyennes annuelles (1980-2015) (O.N.M., 2016)

II.2. Les températures

La température est également un élément écologique fondamental en tant que facteur climatique vital et déterminant dans la vie des végétaux. Elle conditionne en effet la durée de la période de végétation, ainsi que la répartition géographique des espèces.

C'est la température de l'air et du sol qui est importante. Elle dépend de la latitude, l'altitude, des masses d'air, de la couverture végétale, de la nébulosité et aussi du type de sol (Ozenda, 1977).

Les deux facteurs essentiels à considérer pour la croissance et le développement végétal se rapportent : à l'intensité de la durée du froid hivernal et à la sécheresse estivale (Pouger, 1980), s'ajoute l'effet de l'exposition qui se traduit par la différence entre le versant Nord et le versant Sud des montagnes. Le versant Sud, reçoit plus de radiations et d'énergie que celui exposé au Nord et de ce fait, la température est plus élevée en exposition Sud et l'air est plus sec. L'exposition agit ainsi sur la répartition des espèces végétales (Ozenda, 1982).

La caractérisation de la température en un lieu donné se fait généralement à partir de la connaissance des variables suivantes :

- ✚ les températures moyennes mensuelles,

- ✚ les températures maximales,
- ✚ les températures minimales.

II.2.1. Températures moyennes mensuelles de la période (1945-1970)

Les températures maximales, minimales et moyennes mensuelles sur une période de 25 ans (1945-1970) à une altitude de 620 m de la station de Tessala sont présentées sur le tableau 9 et illustrées dans la figure 27.

Tableau 9. Températures moyennes mensuelles (1945-1970) (O.N.M.)

Mois	Jan	Fév	Mar	Avr	Mai	Jui	Jt	Août	Sept	Oct	Nov	Déc	Moy
T°C M	13	16	17	20	23	28	32	28	22	17	14	13	20,25
T°C m	2	3	4	6	9	12	15	13	13	9	6	3	07,91
T°C (M+m)/2	7,5	9,5	10,5	13	16	20	23,5	20,5	17,5	13	10	8	14,03

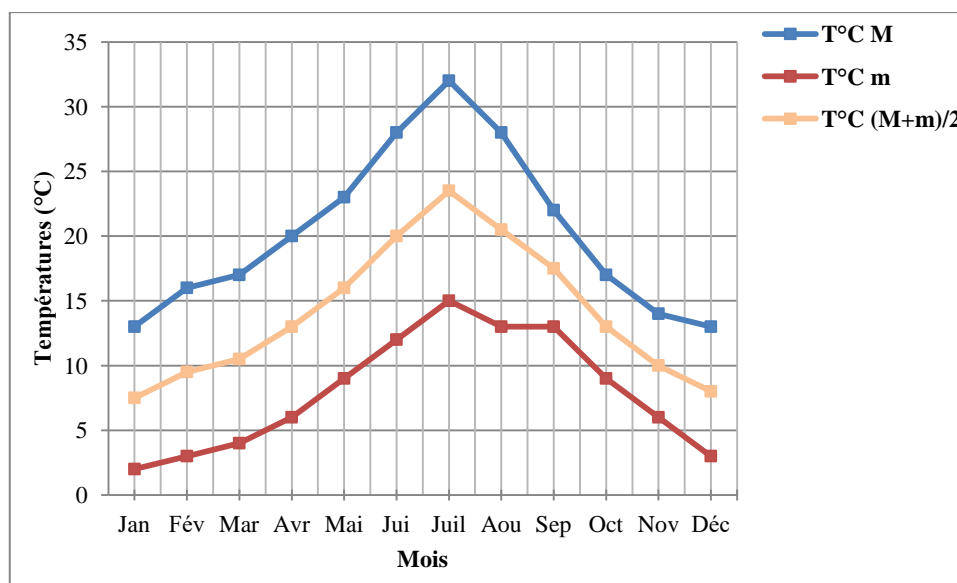


Figure 27. Variation des températures moyennes mensuelles minimales et maximales (1945-1970)

II.2.2. Températures moyennes mensuelles de la période (1980-2015)

Les températures moyennes minimales et maximales enregistrées durant la nouvelle période (1980-2015) montrent des maxima respectifs de 35,9 °C au mois de juillet et 35,5 °C

au mois d'août et des minima respectifs de 2,5 °C au mois de janvier et 3,3 °C au mois de décembre.

Quant aux températures moyennes, elles augmentent avec un maximum en juillet, soit 26,6 °C et un minimum en janvier avec 9,1°C (fig. 28).

La comparaison des données des températures moyennes mensuelles de la nouvelle période (1980-2015) à celles de l'O.N.M. (1945-1970) fait ressortir une importante différence. Par rapport à celles des précipitations où nous avons enregistré une diminution, la température atteste une augmentation entre les deux périodes. La courbe des températures moyennes mensuelles sur les 35 ans prend une allure semblable, mais supérieure à celle de la période de 1945-1970.

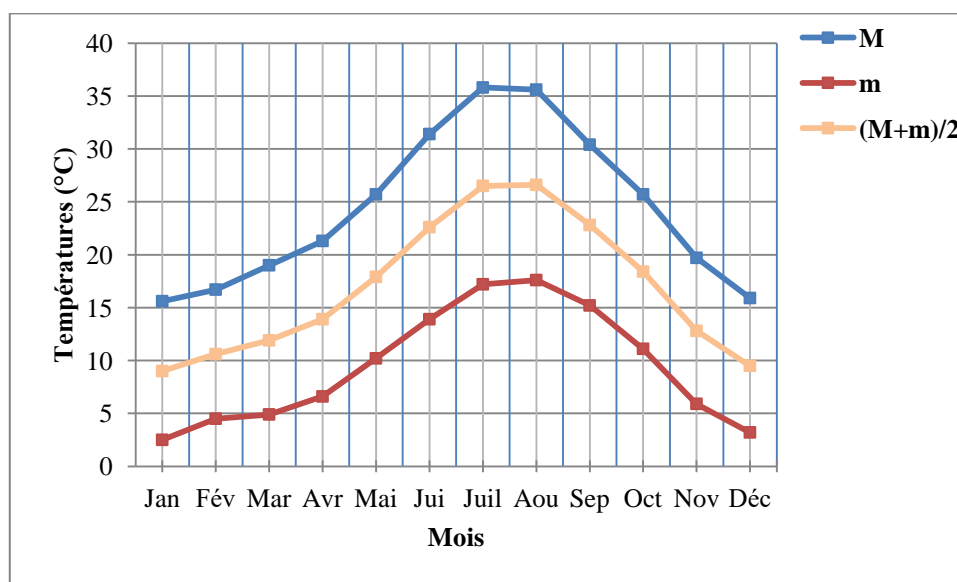


Figure 28. Variation des températures moyennes mensuelles minimales et maximales (1980-2015)

II.3. Les vents

Les vents soufflent fréquemment dans des directions instables et à différentes intensités en fonction des saisons. Les vents les plus fréquents de novembre à avril sont les vents du Nord Ouest secs et froids. Les vents du Sud Ouest sont secs et chauds ayant un effet desséchant néfaste sur le sol et sur les plantes (tableau 10).

Tableau 10. Moyennes mensuelles de la vitesse des vents en m/s (période 1987-2003)
(O.N.M., 2004)

Mois	J	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D
Moyenne mensuelle	2,5	2,27	2,48	2,95	2,71	2,63	2,34	2,26	2,15	2,04	2,43	2,45

II.4. La gelée

La période critique se situe du mois de décembre au mois de février, elle se distingue par une fréquence inquiétante en période printanière au moment où la végétation est en période de floraison. Elle devient ainsi nocive pour le développement des plantes et perturbe leur cycle végétatif en causant souvent des dégâts importants. La fréquence mensuelle moyenne des gelées est représentée sur le tableau 11.

Tableau 11. Fréquence moyenne mensuelle des gelées (période 1985-2007) (O.N.M., 2008)

Mois	J	F	M	A	M	J	Jt	A	S	O	N	D
Moyenne mensuelle	20	10	5	0	0	0	0	0	0	0	6	12,5

II.5. L'humidité

L'humidité est supérieure à 70 % sur les 6 mois de l'année et ceux à partir du mois d'octobre. Le maximum est enregistré en saison hivernale (80 %) alors que le minimum (50 %) est observé en été (tableau 12).

Tableau 12. Moyennes mensuelles du taux d'humidité relative (période 1985-2007)
(O.N.M., 2008)

Mois	J	F	M	A	M	J	Jt	A	S	O	N	D
Moyenne mensuelle	78	77	70	68	65	56	50	52	63	70	73	80

II.6. Synthèse climatique

Pour la synthèse bioclimatique, nous avons retenu les indices les plus utilisés en région méditerranéenne : le diagramme ombrothermique de Bagnouls et Gausсен ; le quotient pluviothermique d'Emberger et l'indice d'aridité de De Martonne.

II.6.1. Diagramme ombrothermique de Bagnouls et Gausсен

Selon Bagnouls et Gausсен (1957), un mois est considéré comme sec lorsque le total des précipitations P , exprimé en mm, est égal ou inférieur au double de la température moyenne T du mois, exprimée en degré Celsius. Partant de ce principe, la durée et l'importance de la période sèche peuvent être déterminées par le diagramme ombrothermique proposé par ces deux auteurs. Ce diagramme est obtenu par un graphique où les mois de l'année sont en abscisse, les précipitations moyennes mensuelles, P en mm, en ordonnée de gauche, les températures, T , en degrés Celsius, en ordonnée de droite et à une échelle double.

La période sèche s'individualise lorsque la courbe des précipitations passe sous celle des températures, c'est à dire lorsque les précipitations sont inférieures ou égal à $2T$.

Les figures 29 représentent les courbes ombrothermiques de la région de Tessala (ancienne et nouvelle périodes), station pour la quelle nous disposons de données thermiques et pluviométriques. Ce diagramme permet de fixer le début et la fin d'une période sèche qui dure environ 4 mois par an pour l'ancienne période (1913-1938 *in* cherifi, 2013) et qui est passée à 6 mois (de mai à octobre) environ par an pour la nouvelle période (1980-2015). Cette période sèche agit énormément sur l'évolution et la distribution de la végétation.

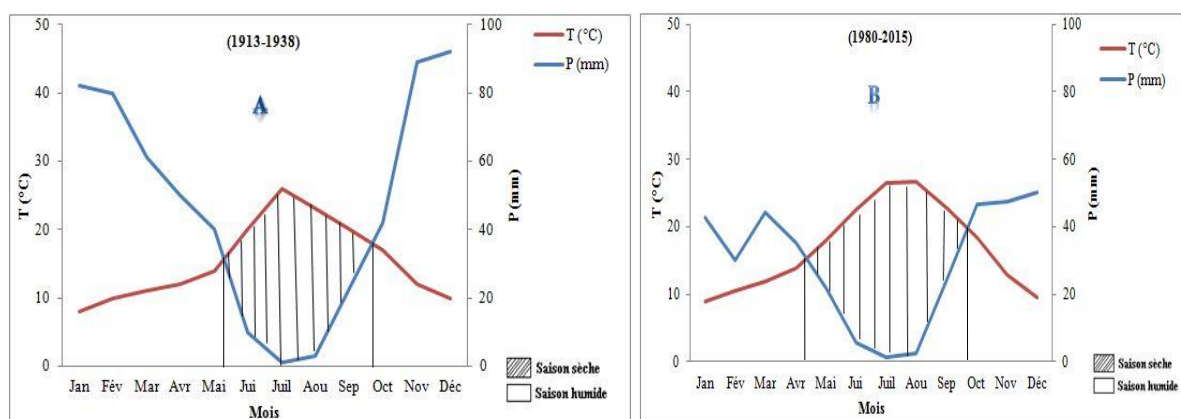


Figure 29. Diagrammes ombrothermiques de la région de Tessala :
A : ancienne période (1913-1938) ; **B** : période actuelle (1980-2015)

II.6.2. Quotient pluviothermique et climagramme d'Emberger

Pour établir une correspondance entre les types de climats méditerranéens et la végétation, Emberger (1930, 1936, 1955) a mis au point le quotient pluviothermique qui s'exprime actuellement par la formule :

$$Q2 = 1000 P / (M - m) (M + m) / 2 = 2000 P / (M^2 - m^2)$$

Où "P" représente la moyenne des précipitations annuelles en mm, "M" la moyenne des températures maximales du mois le plus chaud et "m" la moyenne des minima du mois le plus froid. Les températures étant exprimées en degré Kelvin. Selon cet auteur, le 'M' et le 'm' représentent les seuils entre lesquels, dans un endroit donné, se déroule la vie végétale. Le facteur (M+m)/2 exprime la moyenne; (M-m) traduit l'amplitude thermique extrême ou la continentalité ou plus exactement l'évaporation.

L'indice Q2 n'est pas utilisé seul. Emberger (1930, 1936) a combiné sur un climagramme en abscisse m et le quotient pluviothermique en ordonnée pour définir les étages bioclimatiques (ou ambiances bioclimatiques). Le tableau 13 résume l'ensemble des étages définis pour la région méditerranéenne.

Tableau 13. Etages bioclimatiques selon Emberger (1952)

Etages bioclimatiques	Q2	P mm
Per-humide	$Q2 > 150$	$P > 1300$
Humide	$90 > Q2 > 150$	$900 < P < 1300$
Subhumide	$50 > Q2 > 90$	$600 < P < 900$
Semi-aride	$30 > Q2 > 50$	$300 < P < 600$
Aride	$20 > Q2 > 30$	$100 < P < 300$
Saharien	$Q2 < 20$	$P < 100$

Selon les valeurs du m, ces zones bioclimatiques sont subdivisées en variantes thermiques. Dans le tableau 14, nous reprenons les différents sous étages bioclimatiques retenus par Daget et David (1982).

Tableau 14. Sous étages bioclimatiques (Daget et David, 1982)

Variante à hiver	Valeur de m en °C	Variante à hiver	Valeur de m en °C
Glacial	$m < -10$	Frais	$0 < m < +3$
Extrêmement froid	$-10 < m < -7$	Tempéré	$+3 < m < +4,5$

Très froid	$-7 < m < -3$	Doux	$+4,5 < m < +7$
Froid	$-3 < m < 0$	Chaud	$+7 < m < +10$
Frais	$0 < m < +3$	Très chaud	$m > +10$

En nous basant sur les valeurs des précipitations et des températures obtenues par extrapolation, nous avons estimé la valeur du quotient d'Emberger, $Q_2 = 45,94$, qui permet de situer la région de Tessala dans un étage bioclimatique **semi-aride à hiver frais** selon les données actuelles de 1980 à 2015 (fig. 30). La valeur du Q_2 de l'ancienne période n'a pas été déterminée par manque de données se rapportant aux pluviométries annuelles.

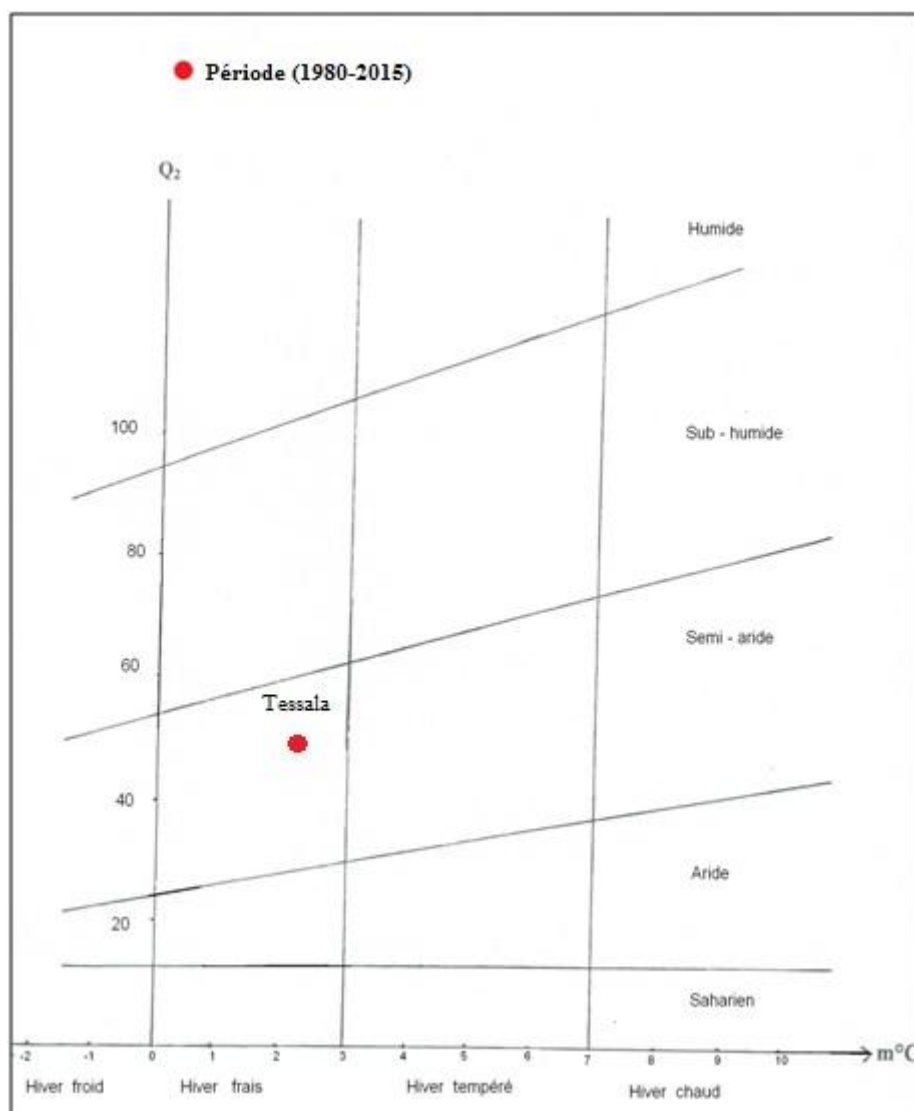


Figure 30. Climagramme pluviothermique d'Emberger

II.6.3. Indice d'aridité de De Martonne

Cet indice caractérise l'aridité du climat d'une région donnée. Il s'exprime comme suit :

$$Im = P / T \text{ } ^\circ\text{C} + 10 \text{ (Pouget, 1980).}$$

P : Précipitation moyenne annuelle en mm.

T : Température moyenne annuelle en $^\circ\text{C}$.

$$Im = 316,19 / (16,88 + 10) = 11,76$$

Pour :

- $20 < Im < 30$: Climat tempéré;
- $10 < Im < 20$: Climat semi-aride;
- $7.5 < Im < 10$: Climat steppique;
- $5 < Im < 7.5$: Climat désertique;
- $Im < 5$: Climat hyper - aride.

La valeur trouvée de l'indice d'aridité (Im) pour la région de Tessala traduit un climat semi- aride à écoulement exoréique (fig. 31).

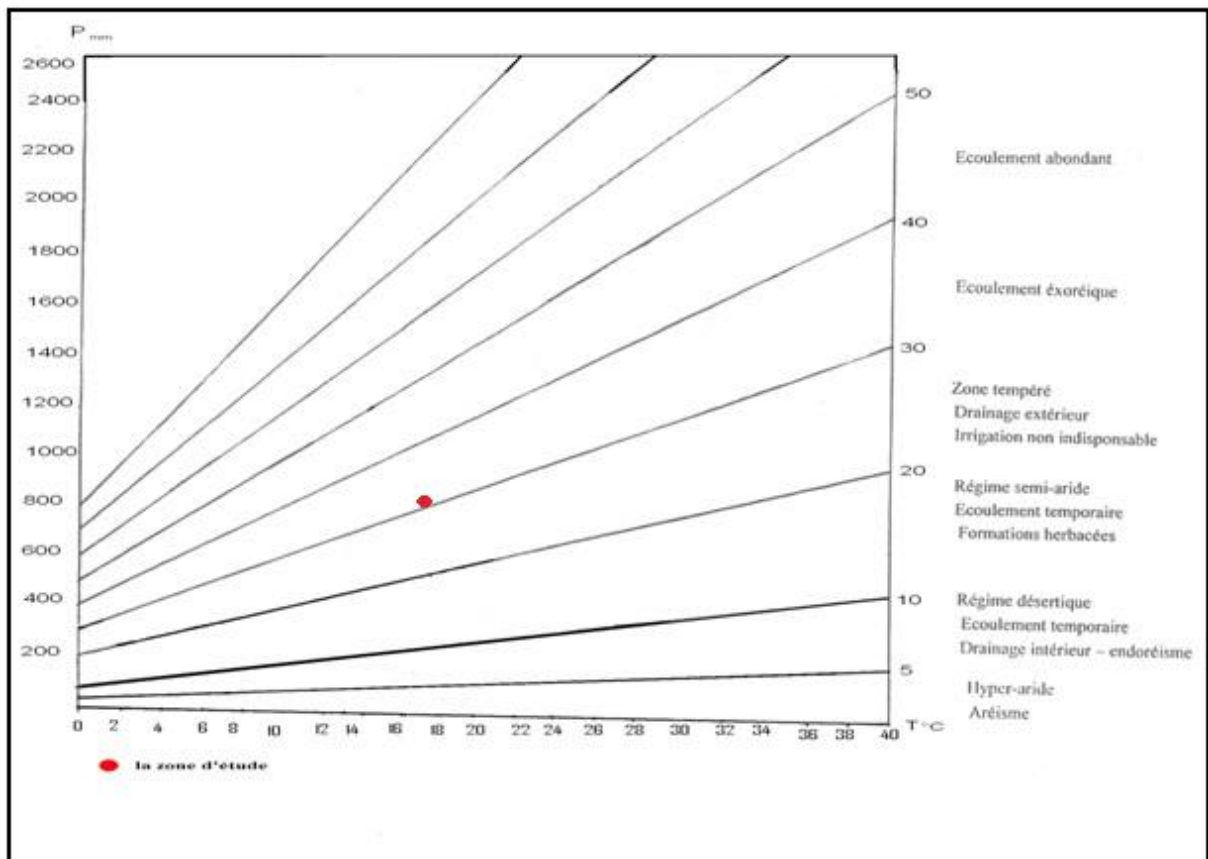


Figure 31. Abaque pour le calcul d'indice d'aridité de De Martonne

II.6.4. Répartition saisonnière des pluies

Dans la région de Tessala, cette répartition met en relief un rapport très marqué entre le régime thermique et le volume des pluies.

Le pourcentage de la répartition saisonnière de la pluviométrie par rapport au volume annuel s'établit de la manière suivante:

- l'automne : 33,60 %
- l'hiver : 35,50 %
- le printemps : 30,10 %
- l'été : 1,80 %

Cette répartition détermine pour la région un indicatif saisonnier (indicatif de Musset) de type HAPE (fig. 32).

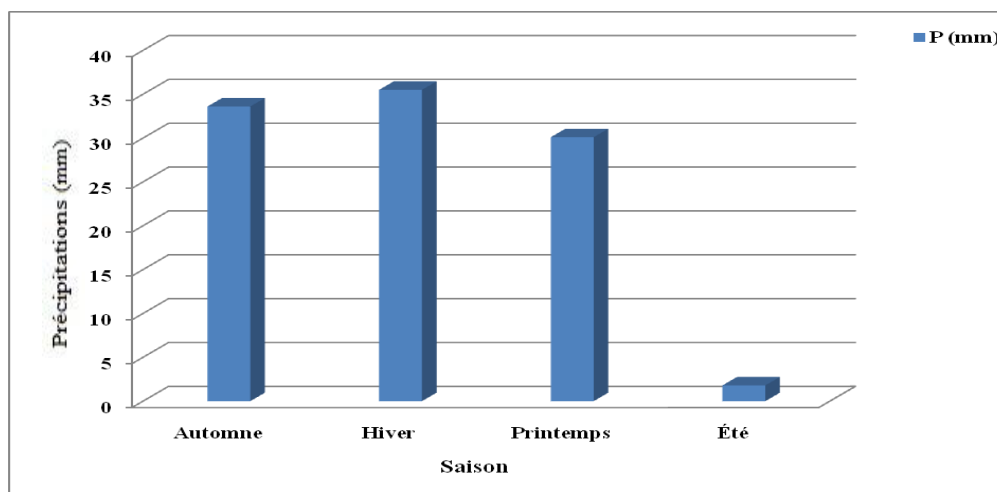


Figure 32. Représentation graphique du régime saisonnier

III. Aspect pédologique

Les types de sols d'Algérie sont multiples et variés. Certains travaux menés par Duran (1954); Pouget (1980); Halitim (1988) ont permis de déterminer les différents types de sols, leurs caractéristiques essentielles et de situer leur importance dans la zone algérienne méditerranéenne.

Les principaux types de sols qui découlent des formations géologiques superficielles (roche mère) se caractérisent par des sols lourds et peu évolués des versants médians et des bas versants aux pentes fortes, généralement soumis à des phénomènes d'érosions assez intenses. Tous les espaces tant naturels que productifs restent relativement menacés par

l'érosion. Les sols de type bruns rouges, bruns calcaires, régosols et lithosols sont affectés par le ruissellement diffus et linéaire (Benyahia *et al.*, 2001).

Les différents types de sols de la zone d'étude sont :

- les sols à sesquioxydes de fer : ce sont des sols rouges ou bruns rouges, leur profondeur varie de 50 à 80 cm. Leur texture est en générale équilibrée et leur structure grumeleuse.

Ces sols sont occupés par une grande partie de céréales, fourrages, ils peuvent représentés une grande valeur agricole.

- les sols bruns calcaires : leur profondeur est inférieure à 50cm, de texture lourde et de structure polyédrique. Les pierres de surface y sont nombreuses. Ces sols portent des céréales, jachères. Cependant les pratiques culturales, surtout sur forte pente ont tendance à aggraver les phénomènes d'érosion.
- les vertisols : ce sont des sols lourds à couleur noirâtre ou brun foncé, leur texture limono-argileuse est de structure généralement grumeleuse. Leur profondeur varie entre 30 et 50 cm parfois ils dépassent les 50 cm. Ils sont localisés aux bas versants et sont colonisés par les céréales, des fourrages et de la jachère, tandis que l'arboriculture et la vigne s'étendent à des surfaces réduites.
- les lithosols et les régosols : sols se localisant sur les versants à forte pente avec une profondeur ne dépassant qu'exceptionnellement les 30 cm.

❖ Etagement des sols :

- les hauts versants : on trouve les lithosols et les régosols et quelques rendzines. Les sols bruns sont peu représentés ainsi que les sols minéraux bruts dans les zones les plus touchées par l'érosion.
- les versants médians : présence de relief élevé, avec une texture très argileuse et une roche mère marno-calcaire.
- les bas versants et les collines : les sols calcaires dominant en parallèle avec les sols bruns rouges et se localisent surtout dans les collines ou dans la plaine et remontent en quelques endroits jusqu'au sommet des monts de Tessala.

En générale la répartition des sols est intimement liée aux conditions orographiques et lithologiques dans la zone d'étude.

IV. La végétation naturelle

La végétation constitue un élément important du milieu physique. D'ailleurs elle n'est que le reflet de la qualité du sol et du climat (Benabdelli, 1996).

La flore Nord africaine est très proche de celle du domaine méditerranéen d'Europe avec cependant un caractère nettement xérotémique.

Du point de vue floristique, les monts de Tessala présentent une diversité appréciable. Parmi les formations végétales qui s'y trouvent, nous distinguons (Bouzidi *et al.*, 2009 ; Bouterfas *et al.*, 2013 ; Cherifi *et al.*, 2013)

- ✚ des formations pré-forestières à base de *Pinus halepensis*, *Quercus coccifera*, *Pistacia terebinthus*, *Quercus ilex*, *Pistacia lentiscus*, *Olea europea*, *Phillyrea angustifolia*, *Crateagus oxyacantha*, en plus de ces espèces on peut citer le caroubier (*Ceratonia siliqua*), l'Acacia (*Acacia pycnantha* et *cyanophylla*), le Tamarix (*Tamarix gallica*), et plusieurs variétés d'Eucalyptus qui sont localisés dans le versant Sud.
- ✚ des matorrals occupés essentiellement par des formations basses de chêne vert regroupant les espèces suivantes : *Quercus ilex*, *Pistacia lentiscus*, *Quercus coccifera*, *Crateagus oxyacantha*, *Daphne gnidium*, *Cistus salvifolius*, *Calycotome villosa*, *Calycotome spinosa*, *Ampelodesma mauritanica* et accessoirement d'alfa (*Stipa tenacissima*).
- ✚ des formations basses représentées essentiellement par : *Daphne gnidium*, *Calycotome spinosa*, *Ampelodesma mauritanica*, *Asparagus acutifolius*, *Asphodelus microcarpus*, *Chamaerops humilis*, *Stipa tenacissima* et *Urginea maritima*.

V. Les menaces pesées sur la végétation

V.1. Influences anthropiques

Le processus d'anthropisation a largement façonné tous les complexes de végétations méditerranéenne au point qu'il est difficile sans référence au bioclimat de classer certaines structures de dégradation (Barbero *et al.*, 1990). La dégradation des écosystèmes naturels, leur réduction ou leur fragmentation se traduit toujours par une modification plus ou moins importante, selon l'intensité de la pression qui s'y exerce, de leur composition et de leur dynamique. De ce fait, leurs qualités phytoécologiques sont perturbées et s'accompagnent toujours de la disparition, de la rareté ou de la vulnérabilité des espèces floristiques.

L'instabilité et la vulnérabilité des formations végétales de la zone d'étude sous l'action de l'homme et de son troupeau pèsent lourdement depuis longtemps sur la biodiversité végétale.

Le milieu humain reste un élément déterminant dans la maîtrise de l'occupation des sols et l'identification des espaces. Une connaissance de quelques paramètres déterminants sur la dynamique de la population s'impose et permet d'appréhender le concept d'écodéveloppement et d'utilisation rationnelle des sols et des espaces de sorte que la répartition de la population reste une donnée écologique fondamentale constituant un indicateur important du rôle que joue chaque espace et de son utilisation.

La population de la région des monts du Tessala et également rurale vit essentiellement de l'élevage et de l'agriculture (tableau 15). Il faut bien reconnaître qu'une exploitation agricole occupe toujours plus d'un actif. Les femmes et les enfants sans être comptabilisés comme occupés à part entière, constituent pourtant une main d'œuvre indispensable (P.D.A.U., 2005).

Tableau 15. Répartition de la main d'œuvre (1987-1998) (P.D.A.U., 2005).

Branche	1987	1998
Agriculture	44.8 %	32.3 %
Industrie / BTP	19.8 %	-
Tertiaire	35.4 %	67.7 %
Total	100 %	100 %

V.2. Les incendie de forêts

Le facteur de dégradation le plus redoutable de la forêt algérienne et méditerranéenne est sans contexte l'incendie (Madoui, 2002 ; Missoumi *et al.*, 2002). La surface parcourue annuellement par le feu varie entre 20.000 et 30.000 hectares.

Selon Trabaud (1970), le feu est une force écologique ancienne qui a modelé la plupart des communautés végétales, ainsi que les paysages du bassin méditerranéen.

C'est un facteur de dégradation redoutable, qu'aucun effort n'a pu juguler ce phénomène d'autant plus que la composition floristique des forêts algérienne est à dominance de résineux « *Pinus halepensis* ». (Benabdelli, 1998).

A ce sujet Bradstock *et al.* (2002) notent que le feu est un facteur essentiel pour l'organisation des communautés biologiques et en premier lieu de la végétation dans de nombreux biomes. La dynamique spatiale et temporelle des feux crée une mosaïque de brûlis

de formes et de dimensions variables qui induit à son tour une mosaïque de végétation à différents stades dynamiques.

Notre zone d'étude est caractérisée par une saison sèche assez longue, surtout les deux mois juillet et août. L'incendie est très fréquent, durant cette période où la température arrive à son maximum et le dessèchement de la strate herbacée est accentué ce qui provoque un déclenchement des feux. Malgré la superficie boisée et la diversité des formations végétales, les incendies n'ont jamais cessé de les perturber, comme le montre le bilan des incendies de la conservation des forêts de Sidi Bel Abbès (tableau 16).

Tableau 16. Bilan des incendies des monts de Tessala [période (1996-2012)]

(Conservation des Forêts de SBA, 2012).

Années	Superficie incendiée (ha)	Formations végétales
1996-1997	9 ha	Chêne vert
1997-1998	40 ha	Maquis
1998-1999	0.2 ha	/
1999-2000	/	/
2000-2001	/	/
2001-2002	/	/
2002-2003	/	/
2003-2004	3 ha	Broussailles
2004-2005	30 ha	Chêne vert, Pin d'Alep, Alfa et Diss
2005-2006	6 ha	Pin d'Alep, Eucalyptus
2006-2007	/	/
2007-2008	/	/
2008-2009	/	/
2009-2010	/	/
2010-2011	3 ha	Maquis dégradé
2011-2012	1 ha	Chêne vert, Pin d'Alep et sous bois

V.3. Le surpâturage

Depuis longtemps l'homme a pratiqué l'élevage pour sa nourriture et sa survie, l'un des plus importants facteurs de dégradation de la phytodiversité. Le surpâturage provoque une

dégradation des écosystèmes sylvo-pastoraux et de leur biodiversité, surtout dans les régions de forte concentration du cheptel. Il en résulte l'érosion des sols, la dégradation des ressources en eau et la perte de la biodiversité, ce qui donne lieu en cas d'aggravation à un processus de désertification avancé (Cherifi, 2013).

A partir des données recueillies au niveau de la direction des services agricoles de la wilaya de Sidi Bel Abbès en 2010, la répartition des effectifs du cheptel est représentée par la figure 33. L'élevage dans notre région est basé sur le pâturage qui représente une forme biotique de perturbation et /ou de stress selon son intensité et sa fréquence.

Le cheptel de la zone d'étude est composé principalement d'ovin, bovin et caprin répartis inégalement. Cette répartition explique sans aucun doute la forte pression anthropique du cheptel dans les zones de pâtures.

Le cheptel ovin reste dominant pendant toute l'année contrairement aux autres cheptels bovins et caprins qui restent constant.

Pour l'aviculture, la cuniculture et l'apiculture restent des activités à développer, compte tenu des conditions du milieu et de leur rôle dans le développement rural.

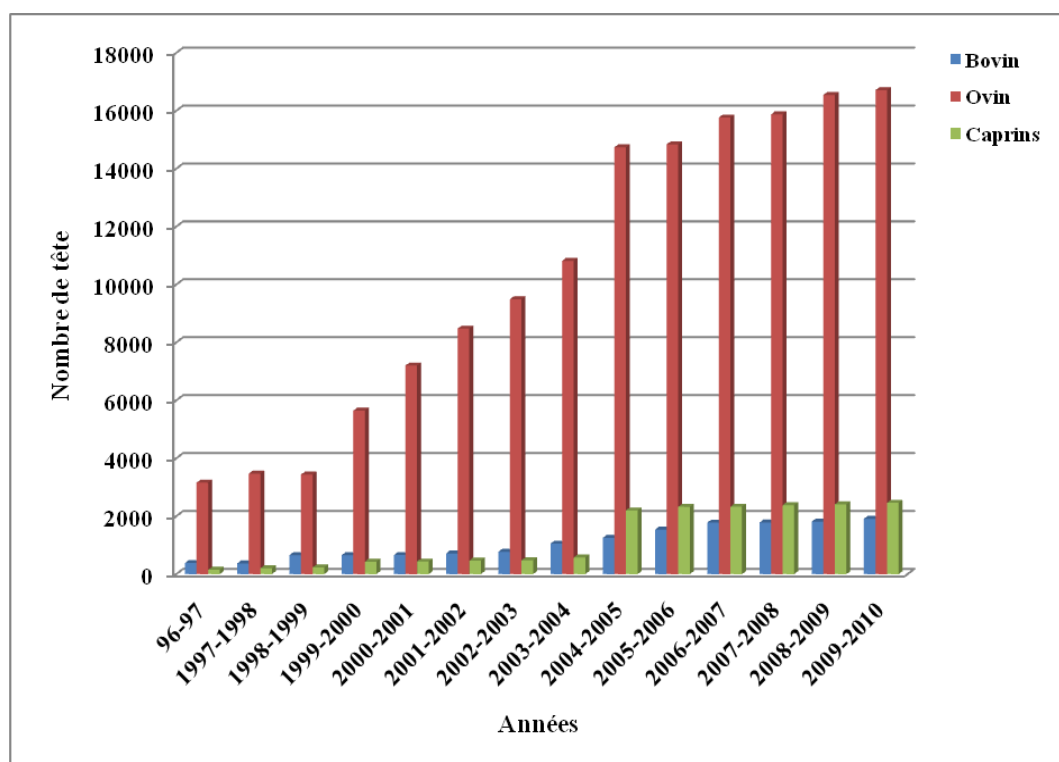


Figure 33. Répartition annuelle du cheptel dans la zone d'étude (direction des services agricoles, 2010)

Le pâturage est considéré, à tort d'ailleurs, comme une activité normale en forêt, parfois souhaitée, car le bétail participe au contrôle de la prolifération des strates arbustives et herbacées, hautement inflammables (Le Houerou, 1980).

Cependant, le surpâturage, causant un broutage excessif de la végétation et des jeunes plants forestiers empêche toute régénération, épuise les ressources disponibles, dégrade les parcours et les soumet à l'érosion. Dans les zones arides et semi-arides d'Afrique du Nord, le surpâturage est généralement considéré comme une cause essentielle de la dégradation des écosystèmes naturels (Le Houerou, 1968).

En Algérie, les éleveurs préconisent le pâturage libre du bétail, sans limitation de la densité de charge et sans clôtures (Montero et Canellas, 1998). En effet, et comme le signale Benabdelli (1996) : « nos forêts sont souvent sollicitées par les pasteurs comme source d'appoint pour l'alimentation du bétail ».

Chapitre II : *Matériel biologique et méthodes d'étude*

I. Matériel biologique

Cette étude s'inscrit dans le cadre de la conservation des taxons faisant partie du cortège floristique du mont de Tessala (wilaya de Sidi Bel Abbès), soumis à une pression anthropozoogène et à des contraintes environnementales comme la salinité des sols, le déficit hydrique qui font que ceux-ci deviennent vulnérables dans leur habitat naturel.

Six taxons appartenant à la famille des lamiacées ont fait l'objet de ce présent travail qui consiste et ce, dans un but de conservation, de faire ressortir les conditions optimales de germination de leur graines (effet de la température, de la salinité et du stress hydrique). Il s'agit des espèces suivantes, dont la monographie est présentée dans la partie I, chapitre I: *Ballota hirsuta*, *Marrubium vulgare*, *Sideritis incana*, *Stachys ocimastrum*, *Teucrium polium*, *Thymus fontanesii* (fig. 34).

Par ailleurs, l'effet de certaines températures sur le stockage des graines et donc sur la conservation de leur pouvoir germinatif a été également abordé dans nos investigations.

Les graines des six taxons étudiés ont été récoltées dans le mont de Tessala (Wilaya de Sidi Bel Abbès), au niveau des stations positionnées sur la figure 35 et dont les coordonnées géographiques sont représentées sur le tableau 17.

Tableau 17. Coordonnées géographiques des stations de récolte

Espèces	Stations	Coordonnées géographiques	Date de récolte
<i>B. hirsuta</i>	1	35°15'51.85'' N, 0°46'06.77'' O, à 715 m	Août 2015
<i>M. vulgare</i>	2	35°16'017'' N; 0°46'04,52'' O, à 798 m	Août 2014
<i>S. incana</i>	3	35°16'23.54'' N; 0°46''45.01''O, à 1003m	Août 2015
<i>S. ocymastrum</i>	4	35°16'03.94'' N; 0°46'18.63'' O, à 760 m	Juin 2015
<i>T. polium</i>	5	35°16'08.12'' N; 0°46'18.40'' O, à 775 m	Juillet 2014
<i>T. fontanesii</i>	6	35°16'19.19'' N; 00°46'02.14'' O, à 802 m	Juillet 2014

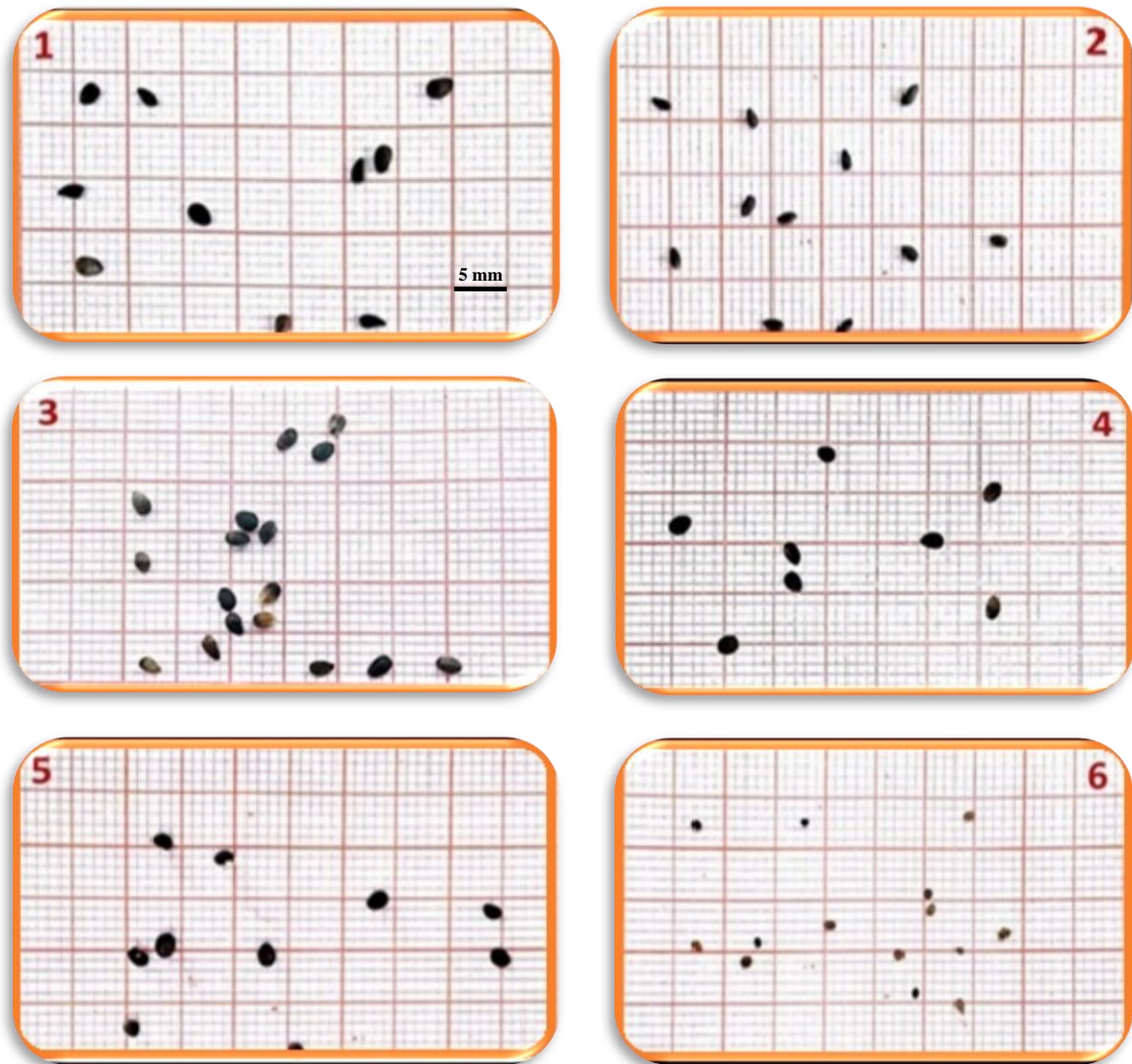


Figure 34. Morphologie des graines étudiées :

1. *B. hirsuta* ; 2. *M. vulgare* ; 3. *S. incana* ; 4. *S. ocymastrum* ; 5. *T. polium* ; 6. *T. fontanesii*.



Figure 35. Localisation des stations de récoltes et des espèces étudiées

1. *B. hirsuta* ; 2. *M. vulgare* ; 3. *S. incana*; 4. *S. ocymastrum* ; 5. *T. polium* ; 6. *T. fontanesii*

II. Méthode d'étude

II.1. Collection des graines

Avant la récolte des graines, des sorties de prospection sur le terrain ont été planifiées pour localiser les stations qui abritent un maximum d'individus d'espèces ciblées et le moment favorable, c'est-à-dire la période où les graines sont mûres et prêtes à être collectées. Les inflorescences des différentes espèces ont prélevées à l'aide d'un sécateur et mises dans des sachets en papier, étiquetés en mentionnant la station et la date de récolte ainsi que le nom de l'espèce. Les graines sont transportées au laboratoire, puis conservées dans les conditions ambiantes du laboratoire, à l'abri de l'humidité, pendant une durée de trois mois en vue d'une post-maturation pour pouvoir entamer nos essais de germination.

II.2 Préparation de fiche d'espèce

Pour chaque espèce étudiée, nous avons préparé une fiche descriptive, établie selon le manuel de Demonty *et al.* (2014) :

II.2.1. Espèces

Le référentiel taxonomique utilisé pour la nomenclature est le système APG II. Les espèces sont nomées par leur nom latin. Une traduction en français du nom de l'espèce a été également faite.

II.2.2. Biologie – Écologie

Regroupent les statuts patrimoniaux de l'espèce aux échelles nationale et régionale, sa répartition, son type chorologique ainsi que son écologie. Les types biologiques utilisés sont les suivants:

- Chaméphytes
- Géophytes
- Hélophytes
- Hémicryptophytes
- Hydrophytes
- Phanérophytes
- Thérophytes

Les données concernant les stades de floraison et de fructification des espèces sont notées à partir de nos observations personnelles effectuées sur terrain et des données bibliographiques.

II.2.3. Description des graines

La description des semences a été effectuée sur un tableau récapitulant les caractéristiques morphologiques et dendrométriques ainsi que les types de graines utilisées. Les mesures dendrométriques (longueur, largeur et épaisseur) ont été déterminées à l'aide d'un pied à coulisse. Sur le tableau sus-indiqué est noté également le poids de 100 graines en utilisant une balance électronique de précision.

Par ailleurs, les graines de chaque espèce disposées sur du papier millimétré ont été scannées avec une résolution de 2400 dpi.

II.3. Préparation des graines pour les essais de germination

Pour les essais de germination, nous avons trié seulement les graines saines et intactes (fig. 36). Les graines percées ou visiblement attaquées par les insectes et les champignons ont été enlevées. Les graines pleines et mûres ont été sélectionnées par le test de flottaison pendant 24 heures dans un bécher rempli d'eau distillée (fig. 37). Les graines qui tombent au fond sont considérées comme mûres, celles qui remontent à la surface sont soit immatures ou mortes et donc écartées.

Les graines destinées à la germination sont préalablement désinfectées par l'hypochlorite de sodium (NaClO) à 5% pendant 5 minutes puis rincées abondamment trois fois à l'eau distillée pour éliminer toute trace de chlore.

Pour chaque essai, 60 graines sont réparties en trois lots de 20 graines. Les graines sont mises à germer dans des boîtes de Pétri stériles de 90 mm de diamètre et 10 mm de hauteur, contenant deux couches de papier filtre imbibé soit par l'eau distillée, soit par des solutions salines de NaCl pour les essais du stress salin soit encore par des solutions de PEG 6000 pour les essais du stress hydrique.

II.4. Essais de germination réalisés

II.4.1. Recherche des conditions optimales thermiques de germination

Des essais de germination ont été effectués à l'obscurité, dans une étuve de type Memmert réglée à différentes températures continues (5, 10, 15, 20, 25, 30, 35 et 40 °C) afin de

déterminer la température optimale de germination des graines de chaque espèce. Pour ces essais, le papier filtre est imbibé à chaque fois qu'il est nécessaire par l'eau distillée pour maintenir une humidité suffisante et permanente pour la germination.

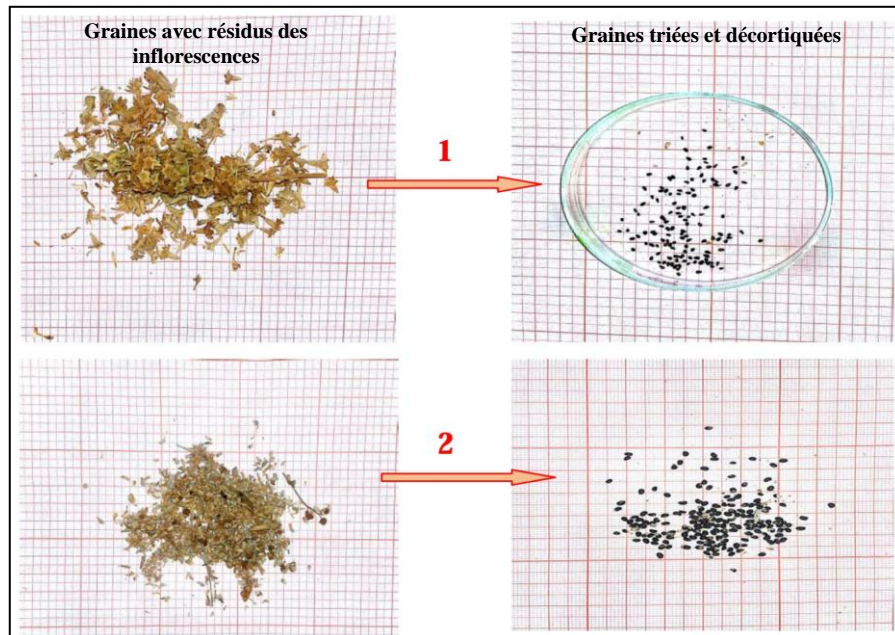


Figure 36. Décortication et tri des graines

1. *B. hirsuta* ; 2. *T. polium*

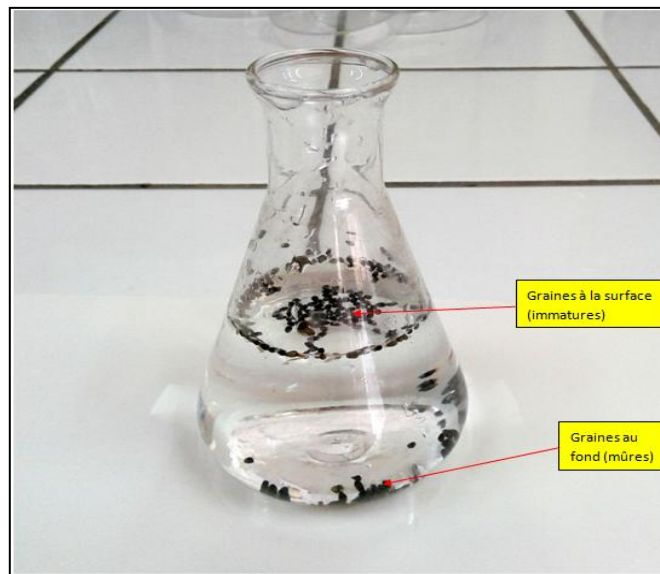


Figure 37. Test de flottaison des graines

II.4.2. Effet du stress salin sur la germination

Cette expérience a été menée pour évaluer l'effet de différentes concentrations salines sur la germination et pour déterminer également le seuil de tolérance de chaque espèce à la salinité. Pour cela, les graines des espèces étudiées ont été mises à germer sous différentes

concentrations salines préparées à base de chlorure de sodium (NaCl) : 0, 2, 4, 6, 8, 10, 12, 14 g/L. Ces essais de germination ont été réalisés à la température optimale de chaque espèce.

II.4.3. Effet du stress hydrique sur la germination

Les graines de différentes espèces ont été exposées à différentes conditions de stress hydrique en utilisant différentes concentrations de polyéthylène glycol (PEG 6000) dissous dans de l'eau distillée pour obtenir des solutions présentant différents potentiels hydriques : - 0,03, -0,07 -0,2, -0,5 et -1,6 MPa, selon la méthode décrite par Michel et Kaufman (1973). De l'eau distillée a été utilisée comme témoin (0 MPa). Ces essais de germination ont été également réalisés à la température optimale de chaque espèce.

Le potentiel hydrique est calculé comme suit :

$$\Psi = - (1.18 \times 10^{-2}) C - (1.18 \times 10^{-4}) C^2 + (2.67 \times 10^{-4}) CT + (8.39 \times 10^{-7}) C^2T$$

Où :

Ψ : le potentiel hydrique (en bar),

C : est la concentration de PEG 6000 en g / kg dans H₂O,

T : est la température en degrés Celsius

1 bar = 0.1 Mégapascal (MPa)

II.5. Traitements employés pour lever la dormance des graines de *Teucrium polium*

Suite aux essais germination préalables effectuées sur les graines des espèces étudiées et n'ayant subi aucun prétraitement, seules les graines de *Teucrium polium* étaient inaptes à germer. Pour cela, nous avons appliqué sur ces graines certains traitements pour vérifier si cette inaptitude à la germination est d'origine tégumentaire ou embryonnaire. Pour mettre en évidence le type de dormance, nous avons appliqué à nos graines les traitements suivants (Nadjafi *et al.*, 2006) :

- traitement par l'eau bouillante combiné à une scarification chimique par l'acide sulfurique (H₂SO₄) pur (fig. 38).
- trempage pendant 24 et 48 h dans une solution d'acide gibbérellique « GA₃ » [125 ppm et 200 ppm] (fig. 39).
- stratification qui consiste à séjourner les graines dans du sable humide (5 °C) pendant 1, 2 et 3 mois (fig. 40).

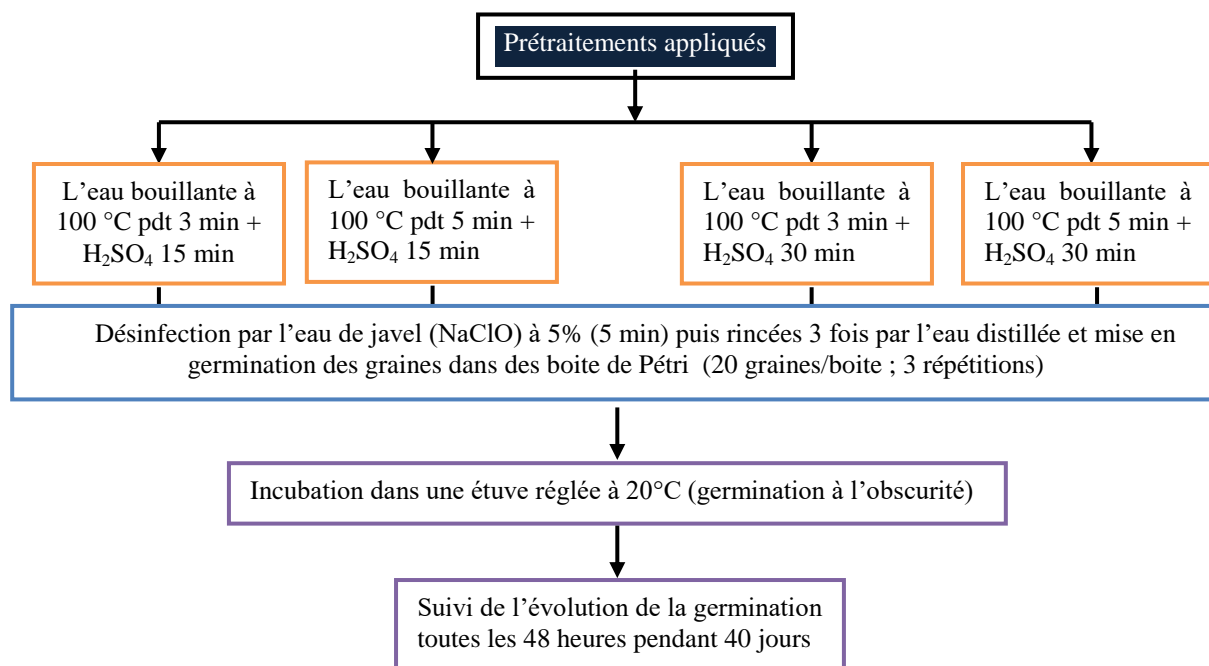


Figure 38. Scarification chimique des graines de *T. polium* par l'acide sulfurique (H_2SO_4) combinée à l'eau bouillante

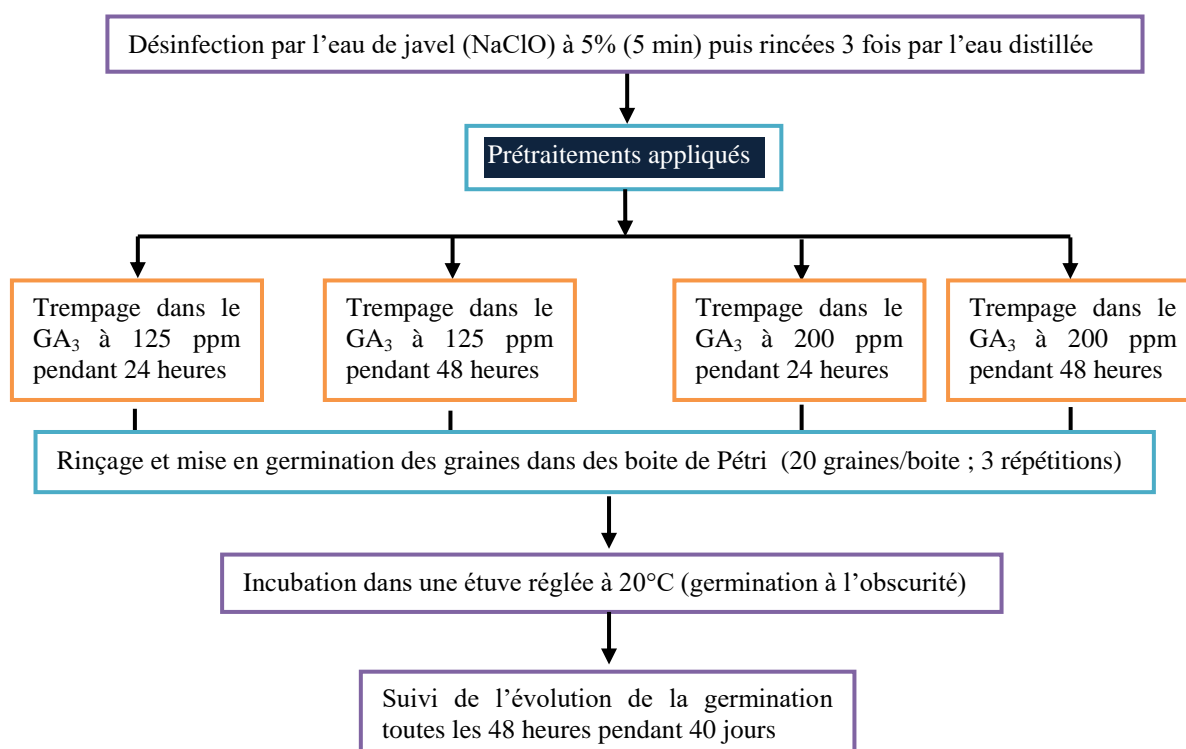


Figure 39. Traitement des graines de *T. polium* par l'acide gibbérellique (GA_3)

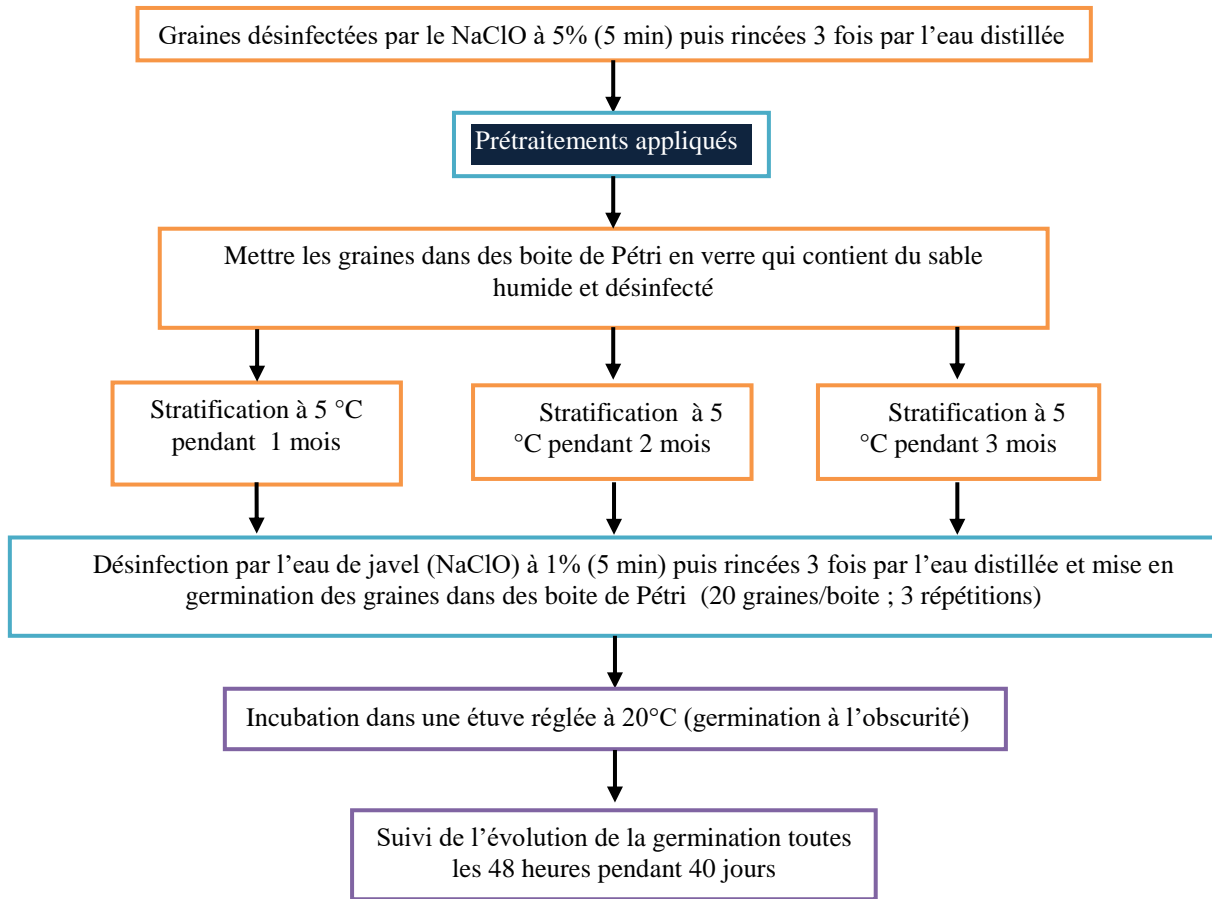


Figure 40. Protocole de stratification des graines de *T. polium*

II.6. Effet des températures de conservation sur la viabilité des graines

Selon la disponibilité des graines, les essais préliminaires portant sur l'effet des températures de conservation à courte durée a été testé sur la viabilité des graines des trois taxons suivants : *B. hirsuta*, *M. vulgare* et *T. fontanesii*.

Les graines utilisées sont saines et en bon état. Elles ont été séchées puis mises dans des capsules en verre étiquetées et fermées hermétiquement. Ensuite, elles ont été conservées à différentes températures (-20 ; 5 et 20 °C) pendant des durées de 1, 2 et 4 mois (fig. 41). Pour chaque durée et température de conservation, des tests de germination ont été réalisés à la température optimale.



Figure 41. Capsules avec graines conservées

1. congélateur réglé à $-20\text{ }^{\circ}\text{C}$; 2. réfrigérateur réglé à $5\text{ }^{\circ}\text{C}$; 3. étuve réglée à $20\text{ }^{\circ}\text{C}$.

II.7. Méthodes d'expression des résultats

La germination des graines des six labiées est exprimée par les paramètres suivants :

- la précocité de germination ou le temps de latence (TL) : signifie le début de la germination, est exprimé en jours.
- la durée de germination (DG) : c'est le nombre de jours pour l'achèvement de la germination.
- le taux final de graines germées (TFG) ou capacité de germination exprimé en %.
- la vitesse de germination, exprimée en temps moyen de germination (TMG) évaluée en jours.
- le taux de germination obtenu à un moment donné, par le temps moyen (T_{50}) qui correspond à la germination de 50% du lot de graines.

- la cinétique de germination estimée en % des taux cumulés des graines germées.

II.7.1. La précocité de germination ou temps de latence (TL)

En général, chaque espèce dispose d'une précocité de germination spécifique à sa nature. Car même placée dans les mêmes conditions expérimentales, le début d'apparition de la radicule à travers la membrane n'aura pas lieu en même temps chez toutes les graines (Renard et Quillec, 1975). Ce paramètre est déterminé lorsque nous observons les premières graines germées. Dans ce cas, la précocité de la germination est exprimée par le nombre de jours nécessaires pour le déclenchement de la germination et qui correspond à l'intervalle de temps entre le semis des graines et les premières graines germées (Belkhodja, 1996).

II.7.2. Estimation du taux final de germination (TFG)

Sur la base du nombre total de graines utilisées (Nt), nous calculons le pourcentage final ou maximum des graines germées (Ni) selon la relation :

$$\text{TFG} = \text{Ni} \times 100 / \text{Nt}$$

Ce paramètre constitue le meilleur moyen d'identification des conditions environnementales qui présentent la limite physiologique de germination des graines (Maraghni *et al.*, 2010).

II.7.3. Temps moyen de germination (TMG) et Temps moyen (T₅₀)

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

- Temps Moyen de Germination : c'est un mode d'expression de la vitesse de germination d'une population de semences mises à germer dans des conditions contrôlées. Le temps moyen de germination (TMG) se calcule de la façon suivante selon Redondo-Gomez *et al.* (2007) :

$$\text{TMG} = \sum_i (\text{N}_i \times \text{D}_i) / \text{N}$$

Où N_i est le nombre de graines germées au jour i , D_i est la période de germination en jours et N est le nombre total de graines germées

- Et par le temps nécessaire à l'obtention de 50 % du taux de germination final (T_{50}) (Gholami *et al.*, 2015).

II.7.4. Cinétique de germination

La cinétique de germination est une courbe de germination qui décrit le déroulement de la germination du lot de semences considéré placé dans des conditions bien précises. Elle représente le plus souvent l'évolution des pourcentages de germination cumulés en fonction du temps. Cette cinétique est établie à partir des taux cumulés de graines germées c'est-à-dire la variation des taux de germination en fonction du temps exprimé en jour.

Les courbes de germination donnent une idée complète de l'évolution de la germination d'un lot de semences placées dans des conditions déterminées (Mguis *et al.*, 2011).

II.7.5. Traitements statistiques

Pour le lot témoin ainsi que pour chacun des essais appliqués, les résultats obtenus sur trois répétitions à raison de vingt graines par boîte de Pétri sont statistiquement analysées par le logiciel SPSS pour Windows, version 20. Une analyse de la variance (ANOVA) a été effectuée pour la comparaison de plusieurs moyennes. Le test de Duncan est utilisé pour identifier la signification des différences entre les moyennes deux à deux au seuil de 5%.

Remarque : les résultats relatifs à l'analyse de la variance et au test de Duncan sont représentés en annexes.

Chapitre III. Résultats et discussion

I-Résultats

I.1. Fiches descriptives des espèces étudiées

Les fiches descriptives des espèces étudiées sont représentées ci-dessous

Ballota hirsuta

Benth. 1834 (ballote hirsute)

- **Biologie – Écologie**

- **Statut patrimonial**

Asser commune

- **Répartition**

Europe, Afrique du Nord et Asie occidentale

- **Écologie**

Rocailles

- **Type biologique**

Hémicryptophyte

- **Phénologie**

Floraison	J	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D
Fructification	J	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D

- **Description des semences**

Forme	Elliptique
Structure externe	lice
ornementation	Aucune
Type de semence	Exalbuminée
Poids de 100 graines	0.16 g
Longueur moyenne de 10 graines	2.38 ± 0.1 mm
largeur moyenne de 10 graines	1.62 ± 0.2 mm
Épaisseur moyenne de 10 graines	1.3 ± 0.1 mm



Dadach Mohammed, 2016



Scan réalisé par Epson 225 XP

Marrubium vulgare

Linné, 1753 (Marrube blanc)

- **Biologie – Écologie**

- **Statut patrimonial**

Commune dans toute l'Algérie

- **Répartition**

Europe et Méditerranée

- **Écologie**

Décombre, les hais, les clôtures
et les terrains vagues.

Type biologique

Hémicryptophyte

- **Phénologie**



Dadach Mohammed, 2016

Floraison	J	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D
Fructification	J	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D

- **Description des semences**

Forme	Elliptique
Structure externe	Caroncule
ornementation	Aucune
Type de semence	Exalbuminée
Poids de 100 graines	0.1 g
Longueur moyenne de 10 graines	2.1 ± 0.2 mm
largeur moyenne de 10 graines	1.1 ± 0.1 mm
Epaisseur moyenne de 10 graines	0.8 ± 0.1 mm



Scan réalisé par Epson 225 XP

Sideritis incana

Linné, 1753 (Crapaudine)

- **Biologie – Écologie**

- **Statut patrimonial**

Asser commune dans toute l'Algérie

- **Répartition**

Europe et Méditerranée

- **Écologie**

Pelouses arides, rocailles

- **Type biologique**

Hémicryptophyte

- **Phénologie**



Bouker Amar, 2016

Floraison	J	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D
Fructification	J	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D

- **Description des semences**

Forme	Elliptique
Structure externe	Caroncule
ornementation	Aucune
Type de semence	Exalbuminée
Poids de 100 graines	0.1 g
Longueur moyenne de 10 graines	2.2 ± 0.3 mm
largeur moyenne de 10 graines	1.6 ± 0.2 mm
Epaisseur moyenne de 10 graines	1.4 ± 0.1 mm



Scan réalisé par CamScanner

Stachys Ocymastrum

Briq, 1897 (Épiaire hérissée)

- **Biologie – Écologie**

- **Statut patrimonial**

Commune dans toute l'Algérie

- **Répartition**

Ouest Méditerranéen

- **Écologie - formation végétale**

Pelouses, broussailles, montagne

- **Type biologique**

Thérophyte

- **Phénologie**



Dadach Mohammed, 2015

Floraison	J	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D
Fructification	J	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D

- **Description des semences**

Forme	Ovoïde
Structure externe	lice
ornementation	Aucune
Type de semence	Exalbuminée
Poids de 100 graines	0.09 g
Longueur moyenne de 10 graines	1.7 ± 0.2 mm
largeur moyenne de 10 graines	1.3 ± 0.1 mm
Épaisseur moyenne de 10 graines	1.2 ± 0.1 mm



Scan réalisé par Epson 225 XP

Teucrium polium

Linné, 1753 (Germandrée)

- **Biologie – Écologie**

- **Statut patrimonial**

Commune en Algérie

- **Répartition**

Afrique du Nord, Sicile, Italie, France
et la péninsule ibérique.

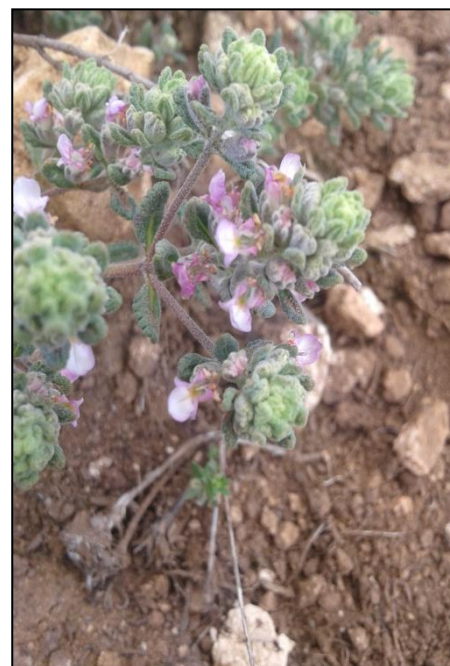
- **Écologie - formation végétale**

Lieux sablonneux ou rocailloux, montagne,
broussailles.

- **Type biologique**

Hémicryptophyte

- **Phénologie**

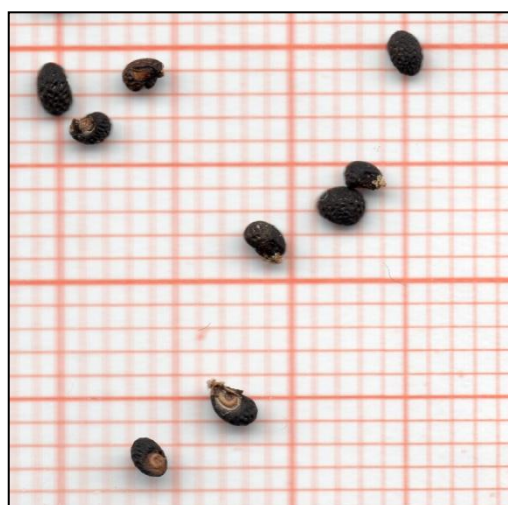


Dadach Mohammed, 2016

Floraison	J	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D
Fructification	J	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D

- **Description des semences**

Forme	En forme de D
Structure externe	Ride
ornementation	Aucune
Type de semence	Exalbuminée
Poids de 100 graines	0.25 g
Longueur moyenne de 10 graines	2.2 ± 0.2 mm
largeur moyenne de 10 graines	1.5 ± 0.2 mm
Epaisseur moyenne de 10 graines	1.5 ± 0.2 mm



Scan réalisé par Epson 225 XP

Thymus fontanesii

Boiss. & Reut 1852 (Thym sauvage)

- **Biologie – Écologie**

- **Statut patrimonial**

Endémique, une espèce à protéger

- **Répartition**

Algérie et Tunisie

- **Écologie**

Pelouses, garrigues

- **Type biologique**

Hémicryptophyte

- **Phénologie**

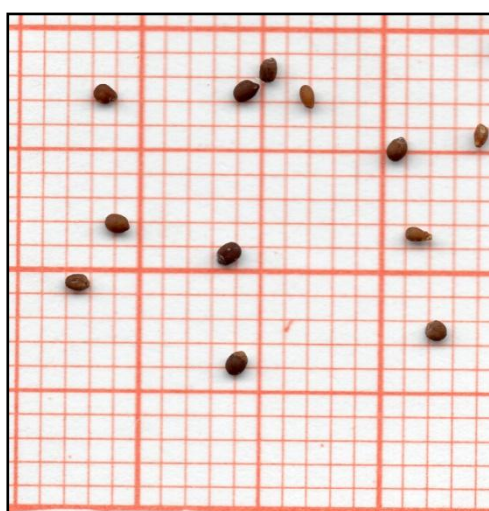
Floraison	J	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D
Fructification	J	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D



Dadach Mohammed, 2015

- **Description des semences**

Forme	Circulaire
Structure externe	lice
ornementation	Aucune
Type de semence	Albuminée
Poids de 100 graines	0.02 g
Longueur moyenne de 10 graines	1 ± 0.1 mm
largeur moyenne de 10 graines	0.8 ± 0.1 mm
Épaisseur moyenne de 10 graines	0.8 ± 0.1 mm



Scan réalisé par Epson 225 XP

I.2. Description de la germination

La germination est la reprise du métabolisme d'un embryon, jusqu'à ce qu'il devienne une jeune plante autotrophe, elle est exprimée d'abord par le gonflement des graines jusqu'elles deviennent de jeunes plantules (fig. 42).

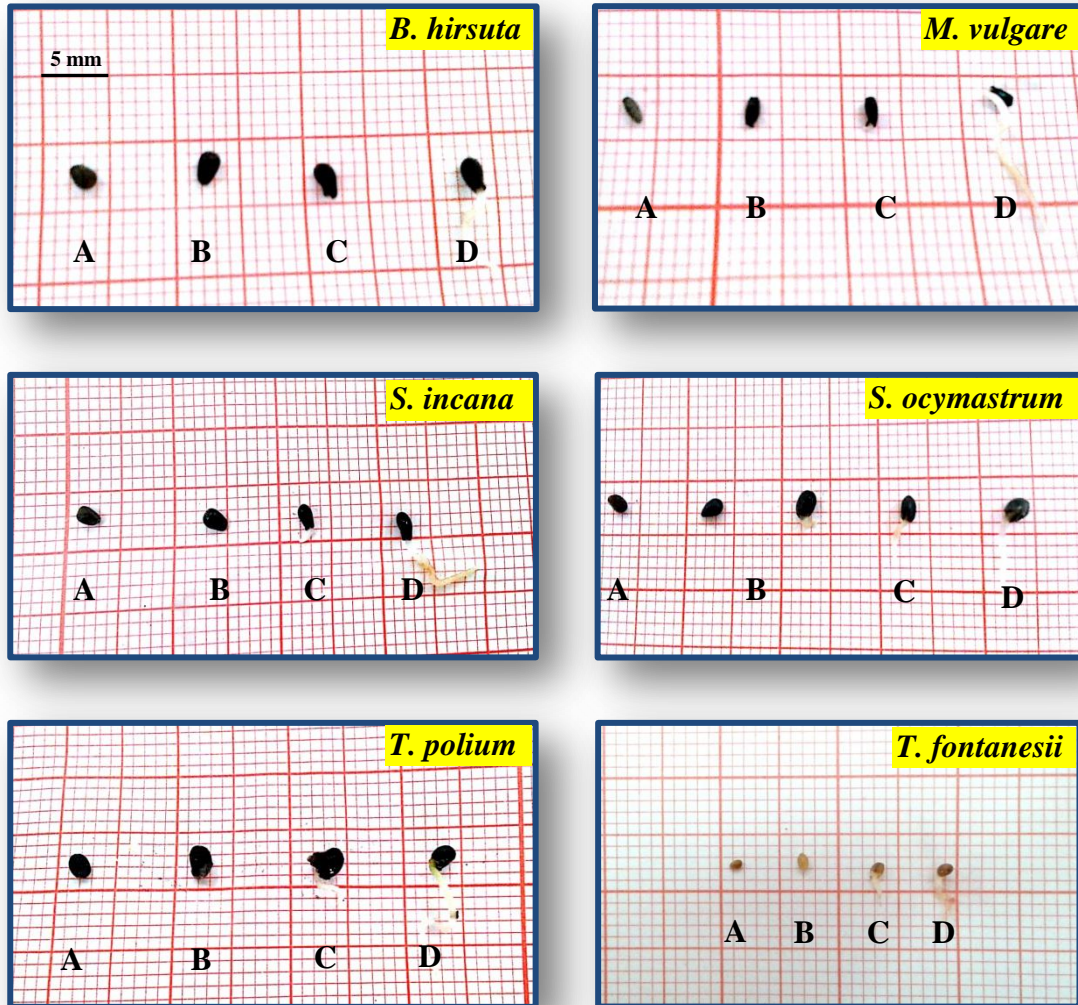


Figure 42. Les différents stades de germination des graines des taxons étudiés.

- stade **A** : avant germination les graines sont intactes.
- stade **B** : les graines gonflent (la graine commence à absorber l'eau par l'osmose).
- stade **C** : la radicule perce les téguments.
- stade **D** : début de la croissance (allongement de la radicule).

I.3. Effet de la température sur la germination

I.3.1. Temps de latence (TL)

Le temps de latence des graines des espèces étudiées varie significativement en fonction de la température testée (tableau 18). Le TL le plus court est noté à 20 °C où la germination commence dès le 2^{ème} jour pour *S. ocymastrum* et *T. fontanesii* ; au environ du 5^{ème} jour pour *B. hirsuta*, 3^{ème} jour pour *M. vulgare* et 5.6^{ème} jour *S. incana*.

Le TL devient important, c'est-à-dire commence à s'allonger, au niveau des températures élevées et basses notamment (tableau 18).

I.3.2. Durée de germination (DG)

L'analyse de la variance (tableau 18) révèle un effet significatif de la température sur la durée de germination, excepté pour les graines de *S. incana*. Il est à noter que la germination prend plus de temps pour s'achever aux basses températures étant donné qu'elle nécessite environ 18.7 jours à 5 °C pour *B. hirsuta*, 16.8 jours à 10 °C pour *M. vulgare*, 15 jours à 10 °C pour *S. incana*, 10.4 jours à 15 °C pour *S. ocymastrum* et 20 jours à 5 °C pour *T. fontanesii*. La DG la plus courte est enregistrée à 30 °C pour *B. hirsuta* et *S. incana* (13 jours), à 25 °C pour le *M. vulgare* (10.8 jours), à 35 °C pour *S. ocymastrum* (4.4 jours) et à 15 °C pour *T. fontanesii* (8.6 jours).

I.3.3. Taux final de germination (TFG)

Conformément à la figure 43, nous remarquons que la température agit sur le taux final de germination des graines des espèces étudiées ($P < 0.05$). Pour l'ensemble des espèces, l'optimum thermique de germination se situe à 20 °C [*B. hirsuta* (78%), *M. vulgare* (88%), *S. ocymastrum* (62%) et *T. fontanesii* (88%)], excepté *S. incana* (65%) où cet optimum est à 15 °C d'une part et, d'autre part cette germination est possible dans la gamme des températures située entre 10 et 30 °C (fig. 44).

Le TFG commence à diminuer quand la température devient supérieure ou inférieure à l'optimum thermique. Il est à noter que la germination de certaines espèces est possible aux basses températures (5°C) comme c'est le cas pour *B. hirsuta*, *S. incana* et *T. fontanesii*. Cependant, la germination est absente au niveau de cette température pour *M. vulgare* et *S. ocymastrum*. Nous notons également que la germination des espèces étudiées est possible aux températures élevées de l'ordre de 35 °C comme c'est le cas de *S. ocymastrum* et *T.*

fontanesii. Les autres espèces n'ont pas pu germer à cette température. Selon la figure 45, la corrélation entre le taux final de germination et la température est forte pour l'ensemble des espèces.

I.3.4. Temps moyen de germination (TMG)

La température affecte significativement le temps moyen de germination des espèces étudiées (tableau 18). Le TMG le plus court est noté au niveau des températures optimales et commence à s'allonger quand la température devient supérieure ou inférieure à l'optimum thermique, sauf chez *S. ocymastrum* où le TMG le plus court est signalé à 35 ° (2.8 jours) ; il est situé entre 17.6 et 10.8 jours pour *B. hirsuta*, 13 et 6.5 jours pour *M. vulgare*, 12.7 et 9.6 jours pour *S. incana*, 6.8 et 2.8 jours pour *S. ocymastrum* et entre 13.1 et 4.6 jours pour *T. fontanesii*.

Les TMG les plus longs sont enregistrés aux basses températures pour *B. hirsuta*, *S. incana* et *T. fontanesii* (5 °C), *M. vulgare* (10 °C) et *S. ocymastrum* (15 °C). Le coefficient de corrélation indique une forte relation entre le TMG et la température pour les espèces *M. vulgare*, *S. incana*, *S. ocymastrum* avec $R^2 = 0.92$, 0.91 et 0.95 respectivement. Par contre, cette corrélation est moyennement forte pour *B. hirsuta* et *T. fontanesii* avec $R^2 = 0.79$ et 0.65 respectivement (fig. 46).

I.3.5. Temps moyen (T_{50})

Dans le tableau 18, l'analyse de la variance indique que le temps moyen est significativement affecté par la température. Les plus longs T_{50} sont enregistrés aux basses températures. Chez *B. hirsuta*, *M. vulgare* et *S. incana* le plus court T_{50} est noté à 20 °C, tandis que pour *S. ocymastrum* et *T. fontanesii*, le T_{50} le plus faible est enregistré à 35 et 15 °C respectivement.

Tableau 18. Effet de la température sur les paramètres de germination des graines des cinq taxons (moyenne \pm ES, n = 3)

Températures (°C)	Paramètres				
	TL (jours)	DG (jours)	TFG (%)	TMG (jours)	T ₅₀ (jours)
<i>B. hirsuta</i>					
5	12.6 \pm 1.2 ^a	18.7 \pm 1.2 ^a	25 \pm 4 ^a	17.6 \pm 1.8 ^a	16.2 \pm 1.6 ^a
10	11.4 \pm 0.4 ^d	18.4 \pm 0.4 ^a	53 \pm 8 ^b	17.2 \pm 3.2 ^{ab}	15.6 \pm 0.6 ^a
15	7.6 \pm 0.8 ^b	18.2 \pm 1.2 ^a	68 \pm 5 ^{bc}	14.8 \pm 1.4 ^{abc}	14.8 \pm 1.6 ^a
20	5.4 \pm 0.4 ^c	16.0 \pm 0.8 ^b	78 \pm 4 ^c	10.8 \pm 1.2 ^c	10.4 \pm 1.2 ^b
25	5.8 \pm 0.5 ^{bc}	18.6 \pm 0.6 ^a	57 \pm 7 ^b	12.2 \pm 1.2 ^{bc}	11.0 \pm 1.0 ^b
30	6.4 \pm 0.6 ^{bc}	13.0 \pm 0.8 ^b	18 \pm 4 ^a	12.5 \pm 0.8 ^{bc}	10.8 \pm 0.6 ^b
35	-	-	0 ^d	-	-
Valeur de F	58.31	6.82	71.70	6.70	12.04
<i>M. vulgare</i>					
5	-	-	0 ^a	-	-
10	9.4 \pm 1.8 ^b	16.8 \pm 1.2 ^c	43 \pm 6 ^b	13 \pm 0.5 ^c	11 \pm 1 ^a
15	4 \pm 1.5 ^a	13.6 \pm 0.8 ^{abc}	80 \pm 4 ^c	6.7 \pm 0.52 ^a	5.6 \pm 0.6 ^b
20	3 \pm 0.6 ^a	11.2 \pm 0.8 ^{ab}	88 \pm 6 ^c	6.5 \pm 0.43 ^a	5.6 \pm 0.6 ^b
25	4.5 \pm 0.5 ^a	10.8 \pm 0.6 ^a	57 \pm 5 ^d	6.7 \pm 0.85 ^a	6 \pm 1 ^b
30	4.8 \pm 1.4 ^a	14 \pm 2.4 ^{bc}	35 \pm 4 ^b	9 \pm 0.91 ^b	6 \pm 1 ^b
35	-	-	0 ^a	-	-
Valeur de F	31.43	5.95	129.01	32.84	21.95
<i>S. incana</i>					
5	10.6 \pm 1.5 ^a	14.6 \pm 1.2 ^a	13 \pm 3 ^a	12.7 \pm 1.2 ^a	12 \pm 1.8 ^a
10	7.4 \pm 0.6 ^b	15 \pm 1 ^a	45 \pm 5 ^b	11.2 \pm 1.2 ^{ab}	10.4 \pm 1.5 ^{ab}
15	6.6 \pm 0.6 ^b	14.6 \pm 0.6 ^a	65 \pm 5 ^c	10.8 \pm 0.4 ^b	10.4 \pm 0.6 ^{ab}
20	5.6 \pm 0.8 ^b	13.2 \pm 0.6 ^a	50 \pm 5 ^b	9.6 \pm 0.6 ^b	9.2 \pm 1 ^b
25	7.6 \pm 0.6 ^b	14 \pm 0 ^a	35 \pm 5 ^d	10.5 \pm 0.6 ^b	9.6 \pm 1.2 ^b
30	9.6 \pm 2.2 ^a	13 \pm 2 ^a	12 \pm 6 ^a	10.8 \pm 0.8 ^b	11.4 \pm 0.6 ^{ab}
35	-	-	0 ^e	-	-
Valeur de F	8.46	1.67	83.37	4.17	2.33
<i>S. ocymastrum</i>					
5	-	-	0 ^a	-	-
10	5.4 \pm 0.8 ^a	8.0 \pm 1.6 ^{ab}	13 \pm 2 ^{ab}	6.6 \pm 0.9 ^a	6.2 \pm 2.0 ^a
15	3.8 \pm 0.4 ^{ab}	10.4 \pm 0.4 ^a	40 \pm 4 ^c	6.8 \pm 0.6 ^a	6.0 \pm 1.8 ^a
20	2.0 \pm 0 ^b	8.6 \pm 0.8 ^{ab}	62 \pm 8 ^d	5.4 \pm 0.8 ^{ab}	5.0 \pm 1.8 ^a
25	2.0 \pm 0 ^b	9.6 \pm 1.2 ^{ab}	55 \pm 4 ^d	5.2 \pm 1.2 ^{abc}	5.4 \pm 1.2 ^a
30	2.6 \pm 1.1 ^b	5.6 \pm 0.4 ^{bc}	23 \pm 6 ^b	3.5 \pm 0.6 ^{bc}	3.6 \pm 1.6 ^{ab}
35	3.2 \pm 0.5 ^{ab}	4.4 \pm 0.8 ^c	8 \pm 2 ^a	2.8 \pm 0.2 ^c	2.4 \pm 0.6 ^b
40	-	-	0 ^a	-	a
Valeur de F	6.41	16.42	77.34	10.45	2.71
<i>T. fontanesii</i>					
5	5.6 \pm 2.2 ^a	20 \pm 1 ^a	62 \pm 10 ^a	13.1 \pm 1.2 ^a	12.4 \pm 1.6 ^a
10	3.4 \pm 0.6 ^{ab}	17 \pm 1.2 ^b	77 \pm 2 ^b	10.2 \pm 0.6 ^c	9 \pm 2 ^{bc}
15	2.0 \pm 0 ^b	8.6 \pm 1.5 ^c	85 \pm 4 ^b	4.6 \pm 0.5 ^b	3.8 \pm 1.4 ^d
20	2.0 \pm 0 ^b	10.0 \pm 0 ^{cd}	88 \pm 5 ^b	5 \pm 0.6 ^b	4 \pm 0 ^d
25	2.4 \pm 0.6 ^b	14.6 \pm 1.5 ^c	85 \pm 6 ^b	9.46 \pm 1.5 ^c	8.2 \pm 0.8 ^c
30	4.0 \pm 2 ^{ab}	17 \pm 1.8 ^b	55 \pm 6 ^a	10.8 \pm 1.6 ^{ac}	10.8 \pm 1.6 ^{ab}
35	10 \pm 1.8 ^c	11.6 \pm 0.6 ^d	8 \pm 2 ^c	10.9 \pm 0.8 ^{ac}	10 \pm 1.8 ^{abc}
40	-	-	0 ^d	-	-
Valeur de F	14.51	36.46	80.78	20.29	16.62

TL : temps de latence ; DG : durée de germination ; TFG : taux final de germination ; TMG : temps moyen de germination ; T₅₀ : temps moyen ; F : variable de Fisher Snedecor ; ES : Erreur standard ou écart-type
 Les lettres minuscules disposées en colonne indiquent des différences significatives (p < 0,05) et ce, pour chaque paramètre mesuré au niveau des différentes températures pour chaque espèce selon le test de Duncan.

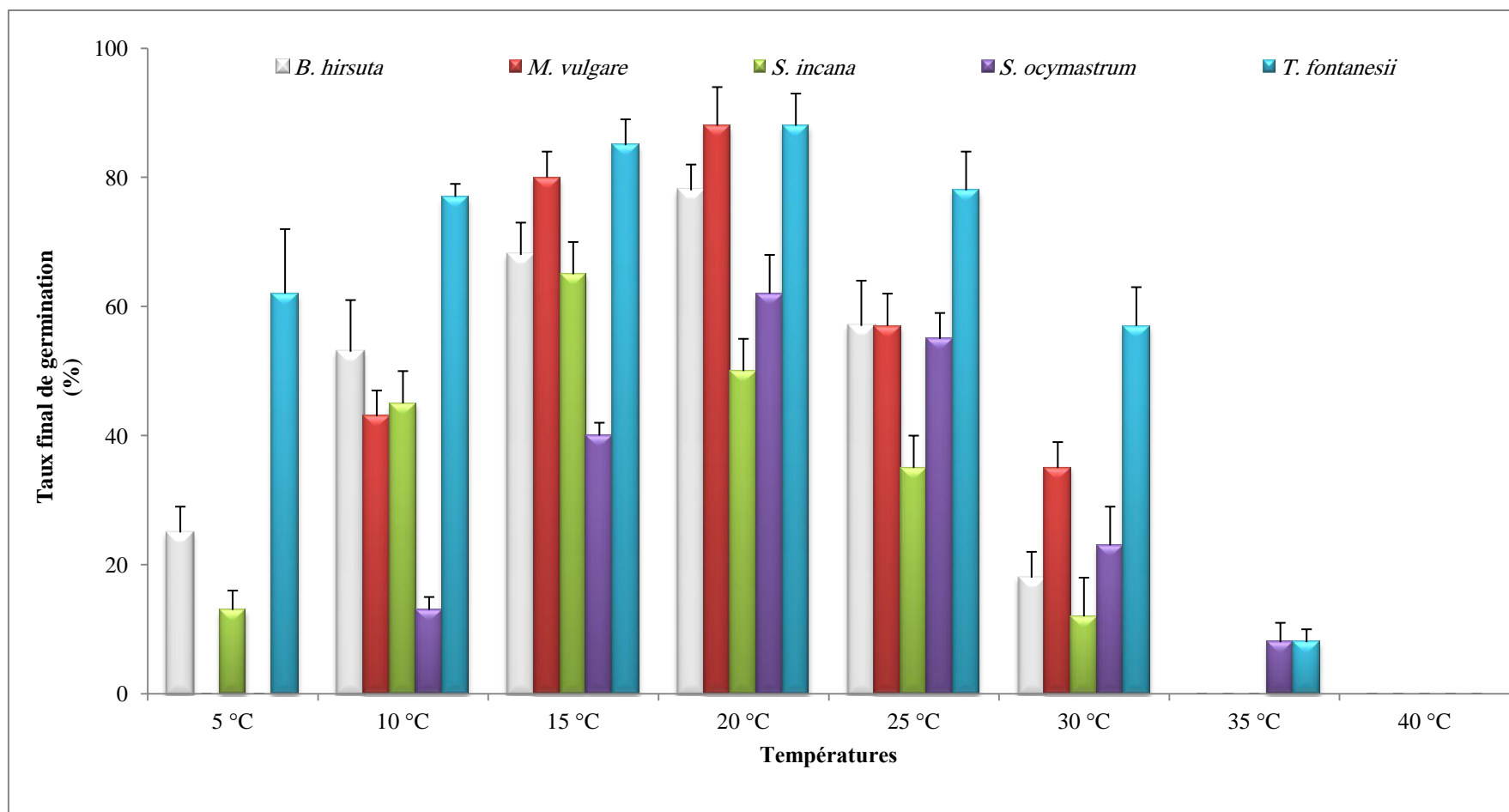


Figure 43. Taux final de germination des graines de cinq taxons en fonction de la température

Les intervalles de confiance ont été calculés au seuil de 5%.

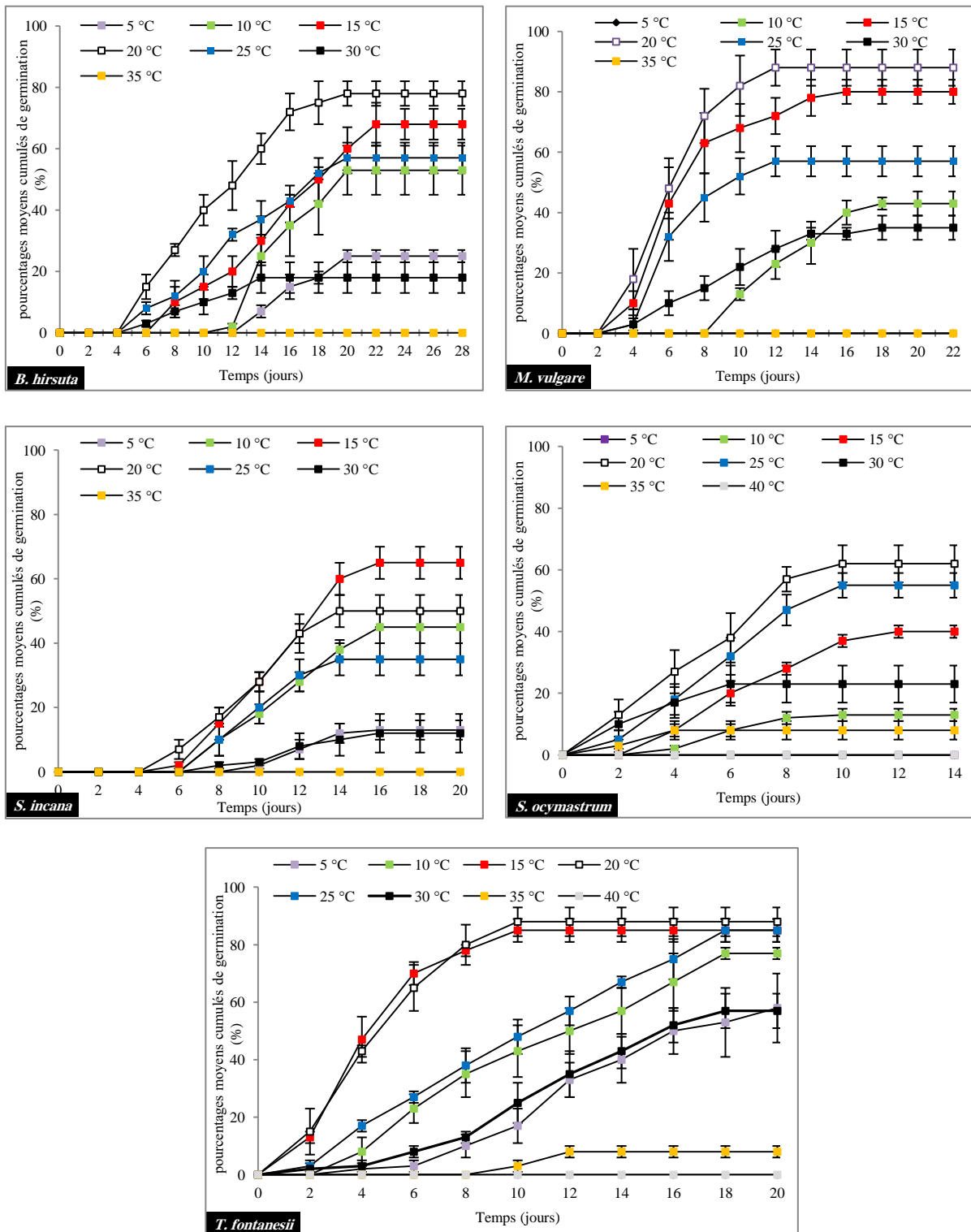


Figure 44. Evolution des pourcentages moyens cumulés de germination des cinq taxons aux différentes températures

Les intervalles de confiance ont été calculés au seuil de 5%.

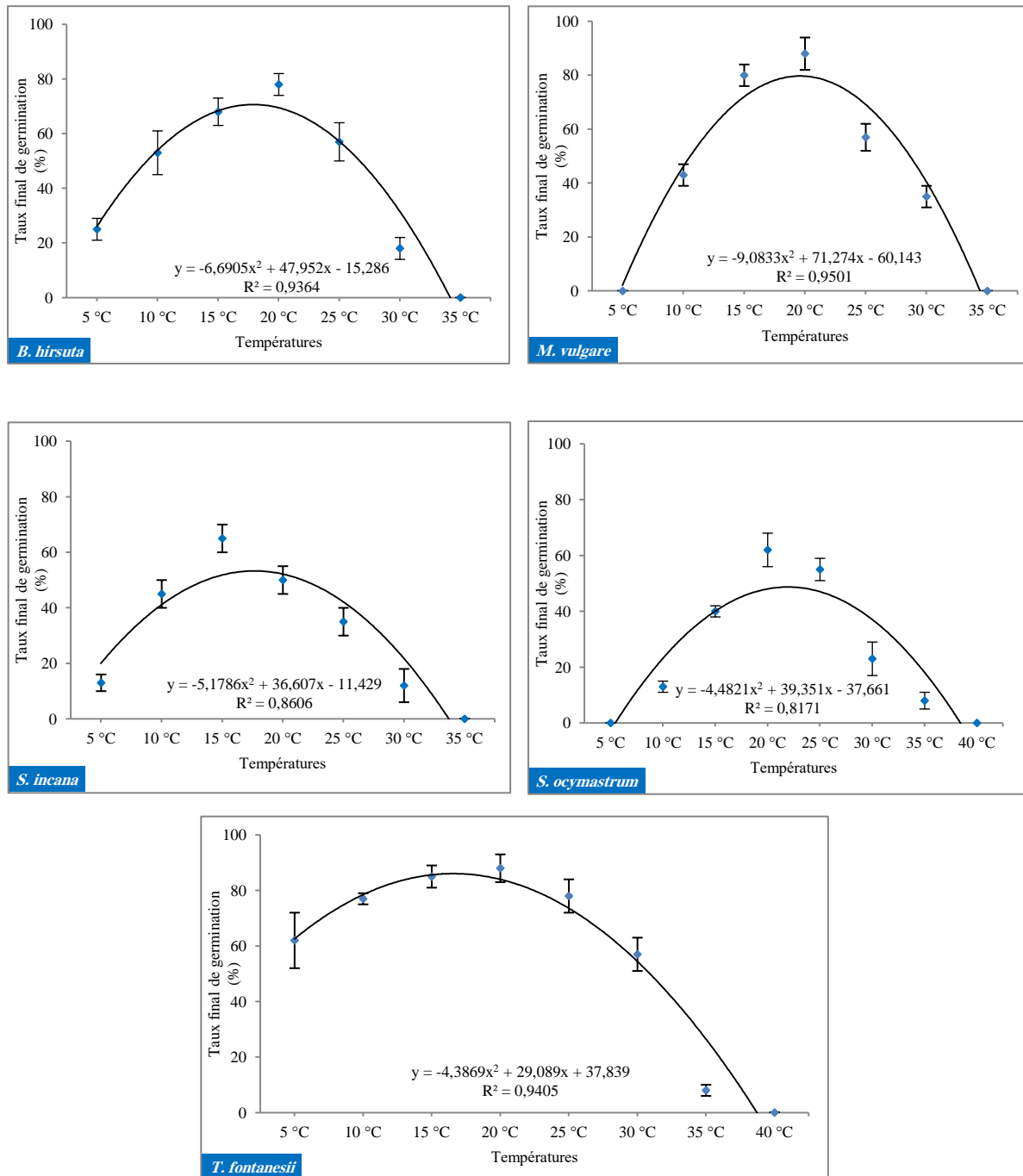


Figure 45. Relation polynomiale entre le taux final de germination et la température

Les intervalles de confiance ont été calculés au seuil de 5%.

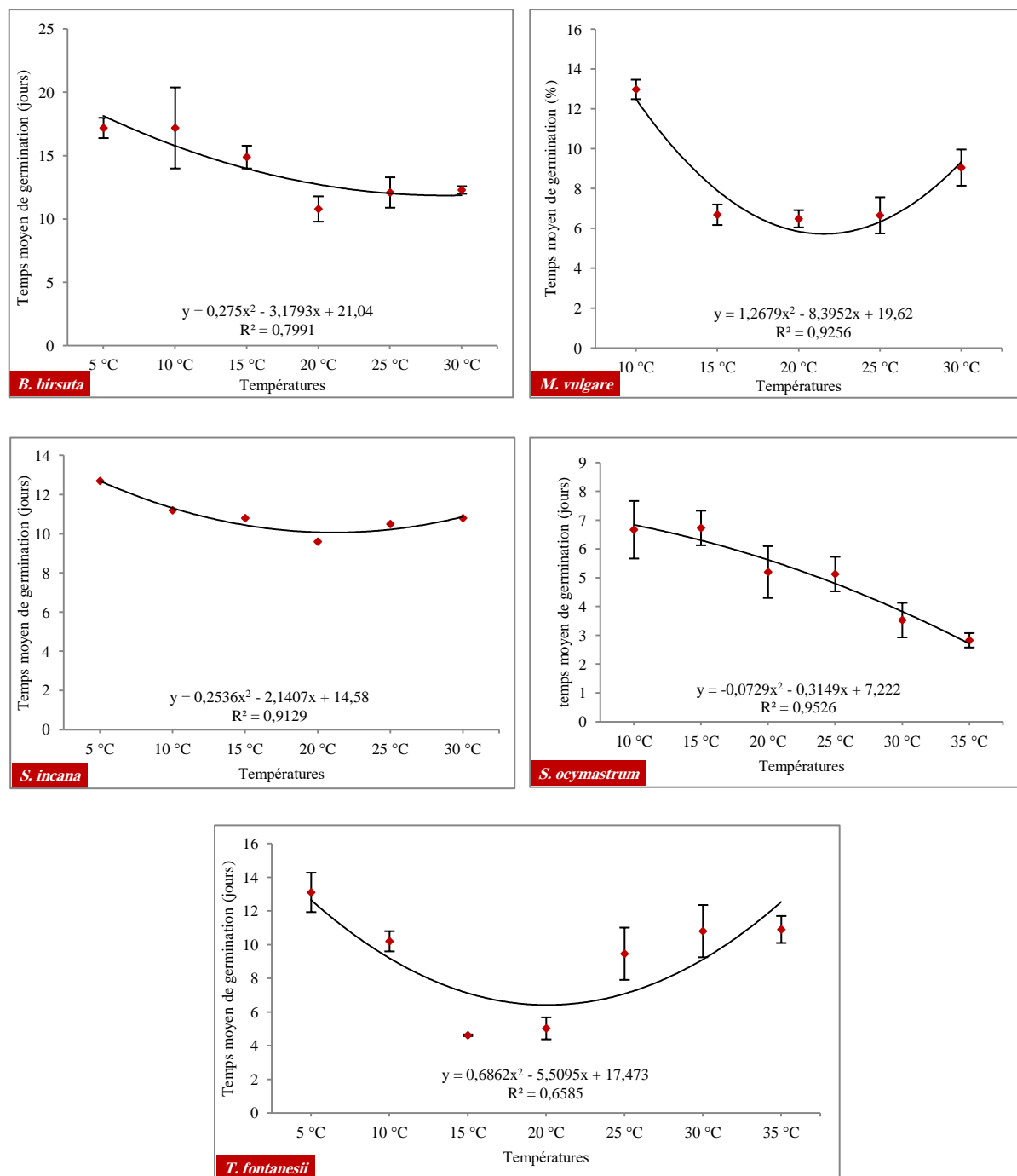


Figure 46. Relation polynomiale entre le temps moyen de germination et la température
Les intervalles de confiance ont été calculés au seuil de 5%.

I.4. Effet de la salinité sur la germination

I.4.1. Temps de latence (TL)

La réaction entre le TL et les différentes concentrations salines reflètent deux types de comportement (tableau 19):

- en absence de sel, les graines témoins de toutes les espèces germent plus précocement que les autres graines exposées à la salinité, sauf pour *T. fontanesii* où le temps de latence est le même pour toutes les concentrations à l'exception pour 12 g/L où il commence à devenir important,
- en présence de sel, le TL de nos espèces augmente significativement avec l'augmentation des concentrations salines.

Les différences entre les TL deviennent significatives à 6 g/L pour *B. hirsuta*, *M. vulgare* et *S. incana*, à 10 g/L pour *S. ocymastrum* et à 12 g/L pour *T. fontanesii*.

I.4.2. Durée de germination (DG)

L'analyse de la variance indique que la salinité a un effet significatif sur la DG. L'achèvement de la germination dépend de la concentration saline et de l'espèce (tableau 19).

De même pour la DG, les graines des différentes espèces étudiées présentent différents comportements. En effet, nous avons constaté ce qui suit :

- une diminution de la DG quand la salinité augmente dans le milieu. C'est le cas de *B. hirsuta* (de 17.6 jours chez le témoin à 11.5 jours à 6 g/L), *S. incana* (de 14.7 jours chez le témoin à 13 jours à 6 g/L) et *T. fontanesii* (de 10. chez le témoin à 5.4 jours à 12 g/L),
- augmentation de la DG pour *M. vulgare* (de 11 chez le témoin à 17.4 jours à 6 g/L) et *S. ocymastrum* (de 8.6 chez le témoin à 10 jours à 8 g/L).

I.4.3. Taux final de germination (TFG)

Le tableau 19 montre que le TFG est influencé significativement ($p < 0.05$) par la salinité. En effet, le TFG diminue quand l'intensité de la salinité augmente dans le milieu (fig. 47 et 48).

Les TFG les plus élevés sont enregistrés chez le témoin pour tous les taxons. Le seuil de tolérance à la salinité diffère d'une espèce à une autre ; il est de 6 g/L pour *B. hirsuta*, *M. vulgare* et *S. incana*, de 10 g/L pour *S. ocymastrum* et de 12 g/L pour *T. fontanesii*.

Le sel affecte significativement la germination à la concentration de 2 g/L pour toutes les espèces étudiées sauf pour *M. vulgare* où cet effet se manifeste à 4 g/L. La figure 49 montre que les pourcentages finaux de germination sont fortement corrélés à la salinité.

I.4.4. Temps moyen de germination (TMG)

Les plus faibles TMG sont enregistrés chez les témoins et chez les graines soumises aux faibles concentrations salines. La salinité n'influe pas significativement le TMG pour *B. hirsuta* et *S. incana* ; le plus long TMG est noté à 2 g/L pour *B. hirsuta* (13.2 jours), à 6 g/L pour *M. vulgare* et *S. incana* (13 et 11.2 jours), à 10 g/L chez *S. ocymastrum* (7.2 jours) et à 12 g/L pour *T. fontanesii* (6 jours). La relation linéaire (fig. 50) montre que le TMG est fortement corrélé à la salinité pour *M. vulgare* et *S. ocymastrum* ($R^2 = 0.97$ et 0.99), moyennement corrélé chez *S. incana* et *T. fontanesii* ($R^2 = 0.82$ et 0.72) et faiblement corrélé pour *B. hirsuta* ($R^2 = 0.53$).

I.4.5. Temps moyen (T_{50})

L'analyse de la variance montre que le T_{50} est significativement affecté par la salinité pour *B. hirsuta*, *M. vulgare* et *S. ocymastrum*. Par contre, cet effet est non-significatif pour *S. incana* et *T. fontanesii*. Les espèces étudiées se comportent différemment vis-à-vis du T_{50} . En effet, les valeurs indiquées dans le tableau 19 montrent que le T_{50} le plus long est enregistré à 2 g/L pour *B. hirsuta* (12.4 jours), 6 g/L pour *M. vulgare* (12 jours), 2 et 4 g/L pour *S. incana* (10 jours) et au témoin pour *S. ocymastrum* (6 jours) et *T. fontanesii* (3.6 jours).

Tableau 19. Effet de la salinité sur les paramètres de germination des graines des cinq taxons (moyenne \pm ES, n = 3)

Concentration de NaCl (g/L)	Paramètres				
	TL (jours)	DG (jours)	TFG (%)	TMG (jours)	T ₅₀ (jours)
<i>B. hirsuta</i>					
0	6 \pm 0.8 ^a	17.6 \pm 1.8 ^{ab}	72 \pm 5 ^a	9.6 \pm 1.2 ^a	10.6 \pm 1.6 ^{ab}
2	7.4 \pm 0.4 ^a	19 \pm 2.6 ^a	40 \pm 8 ^b	13.2 \pm 1.5 ^a	12.4 \pm 2.8 ^a
4	7.6 \pm 0.8 ^a	14.6 \pm 1.4 ^{bc}	25 \pm 7 ^{bc}	10.4 \pm 0.8 ^a	8.6 \pm 1.6 ^b
6	10.4 \pm 1.4 ^b	11.5 \pm 1.6 ^c	7 \pm 3 ^{cd}	11.6 \pm 0.6 ^a	10.4 \pm 1.5 ^{ab}
8	-	-	0 ^d	-	-
Valeur de F	19.77	15.66	38.19	4.11	3.89
<i>M. vulgare</i>					
0	3.2 \pm 0.4 ^a	11 \pm 1.4 ^a	88 \pm 6 ^a	6.4 \pm 0.6 ^a	5.7 \pm 0.5 ^a
2	3.8 \pm 0.4 ^a	15 \pm 1.4 ^{ab}	73 \pm 2 ^a	8.4 \pm 0.6 ^{ab}	7.3 \pm 1.2 ^a
4	4.6 \pm 1.0 ^a	17 \pm 0.8 ^b	55 \pm 4 ^b	9.9 \pm 0.65 ^b	9 \pm 1 ^{ab}
6	9 \pm 1.6 ^b	17.4 \pm 1.2 ^b	22 \pm 2 ^c	13 \pm 1.2 ^c	12 \pm 3 ^b
8	-	-	0 ^d	-	-
Valeur de F	8.43	5.95	186.50	19.52	7.50
<i>S. incana</i>					
0	6.4 \pm 0.6 ^a	14.7 \pm 0.6 ^a	68 \pm 7 ^a	10.4 \pm 0.4 ^a	9.4 \pm 0.6 ^a
2	7 \pm 1.8 ^{ab}	13 \pm 1.2 ^b	45 \pm 5 ^b	10.2 \pm 1.4 ^a	10 \pm 1.8 ^a
4	8 \pm 1 ^{ab}	13.8 \pm 0.8 ^{ab}	30 \pm 5 ^c	10.8 \pm 1.2 ^a	10 \pm 1.8 ^a
6	9 \pm 1 ^b	13 \pm 1 ^b	14 \pm 3 ^d	11.2 \pm 1.4 ^a	9 \pm 1 ^a
8	-	-	0 ^e	-	-
Valeur de F	3.06	2.79	92.03	0.52	0.49
<i>S. ocymastrum</i>					
0	2 \pm 0 ^a	8.6 \pm 0.5 ^{abc}	64 \pm 6 ^a	5.4 \pm 0.7 ^a	6.0 \pm 1.0 ^a
2	2.6 \pm 0.8 ^a	7.4 \pm 0.4 ^{ab}	38 \pm 6 ^b	5.7 \pm 0.6 ^{ab}	4.6 \pm 1.2 ^{ab}
4	2.6 \pm 0.6 ^a	9.4 \pm 1.6 ^{bc}	30 \pm 4 ^{bc}	6.2 \pm 1.2 ^{ab}	5.4 \pm 0.6 ^a
6	4 \pm 0.8 ^{ab}	9.6 \pm 1.2 ^c	22 \pm 5 ^{cd}	6.5 \pm 0.8 ^{ab}	4.4 \pm 1.2 ^{ab}
8	4 \pm 1.2 ^{ab}	10 \pm 0 ^e	18 \pm 6 ^{cd}	6.8 \pm 0.6 ^{ab}	4.8 \pm 1.6 ^{ab}
10	5.6 \pm 0.4 ^b	7 \pm 0.8 ^a	8 \pm 2 ^{de}	7.2 \pm 1.4 ^b	4 \pm 1.8 ^b
12	-	-	0 ^e	-	-
Valeur de F	4.54	8.40	42.43	4.51	2.08
<i>T. fontanesii</i>					
0	2 ^a	10.4 \pm 0.8 ^a	87 \pm 2 ^a	4.5 \pm 0.4 ^{bc}	3.6 \pm 1.2 ^a
2	2 ^a	6.4 \pm 0.8 ^{bc}	70 \pm 6 ^b	3.6 \pm 0.3 ^a	2.6 \pm 0.6 ^a
4	2 ^a	7.6 \pm 1.2 ^b	62 \pm 2 ^b	4.0 \pm 0.3 ^{ab}	2.8 \pm 0.4 ^a
6	2 ^a	7.6 \pm 0.8 ^b	52 \pm 6 ^c	4.4 \pm 0.1 ^{abc}	3.2 \pm 0.6 ^a
8	2 ^a	7.8 \pm 0.4 ^b	47 \pm 2 ^c	4.9 \pm 0.4 ^{cd}	3.2 \pm 0.6 ^a
10	2 ^a	6.6 \pm 0.8 ^{bc}	35 \pm 4 ^e	5.6 \pm 0.8 ^{de}	3.5 \pm 0.4 ^a
12	3.4 ^b	5.4 \pm 1.2 ^c	20 \pm 4 ^f	6.0 \pm 0.2 ^e	3.6 \pm 0.6 ^a
14	-	-	0 ^g	-	-
Valeur de F	0.75	12.38	80.74	11.66	1.08

Les lettres minuscules disposées en colonne indiquent des différences significatives ($p < 0.05$) et ce, pour chaque paramètre mesuré au niveau des différentes concentrations salines pour chaque espèce selon le test de Duncan.

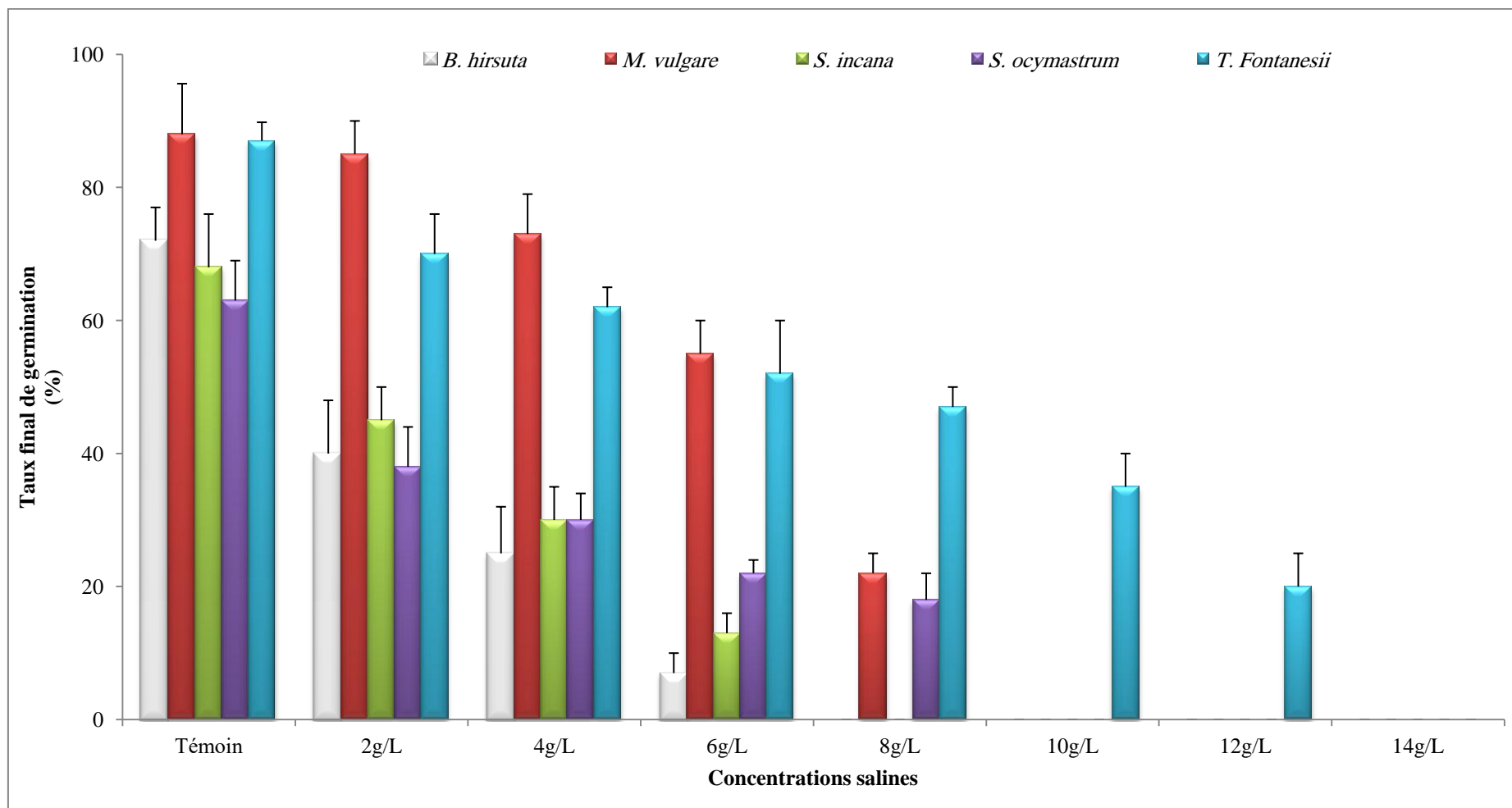


Figure 47. Taux finaux moyens de germination des graines des cinq taxons en fonction des différentes concentrations salines de NaCl

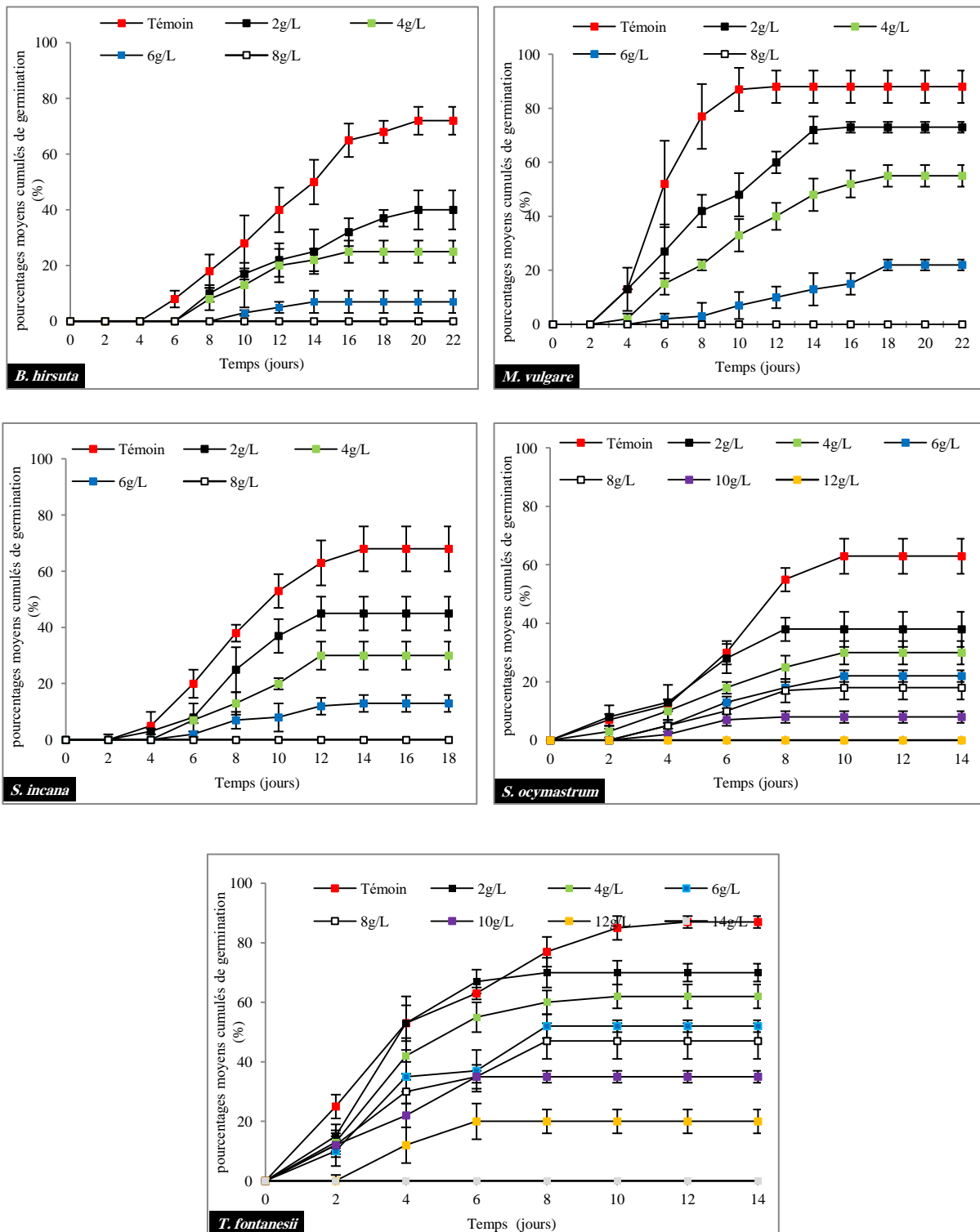


Figure 48. Evolution des pourcentages moyens cumulés de germination des cinq taxons en fonction des différentes concentrations salines de NaCl

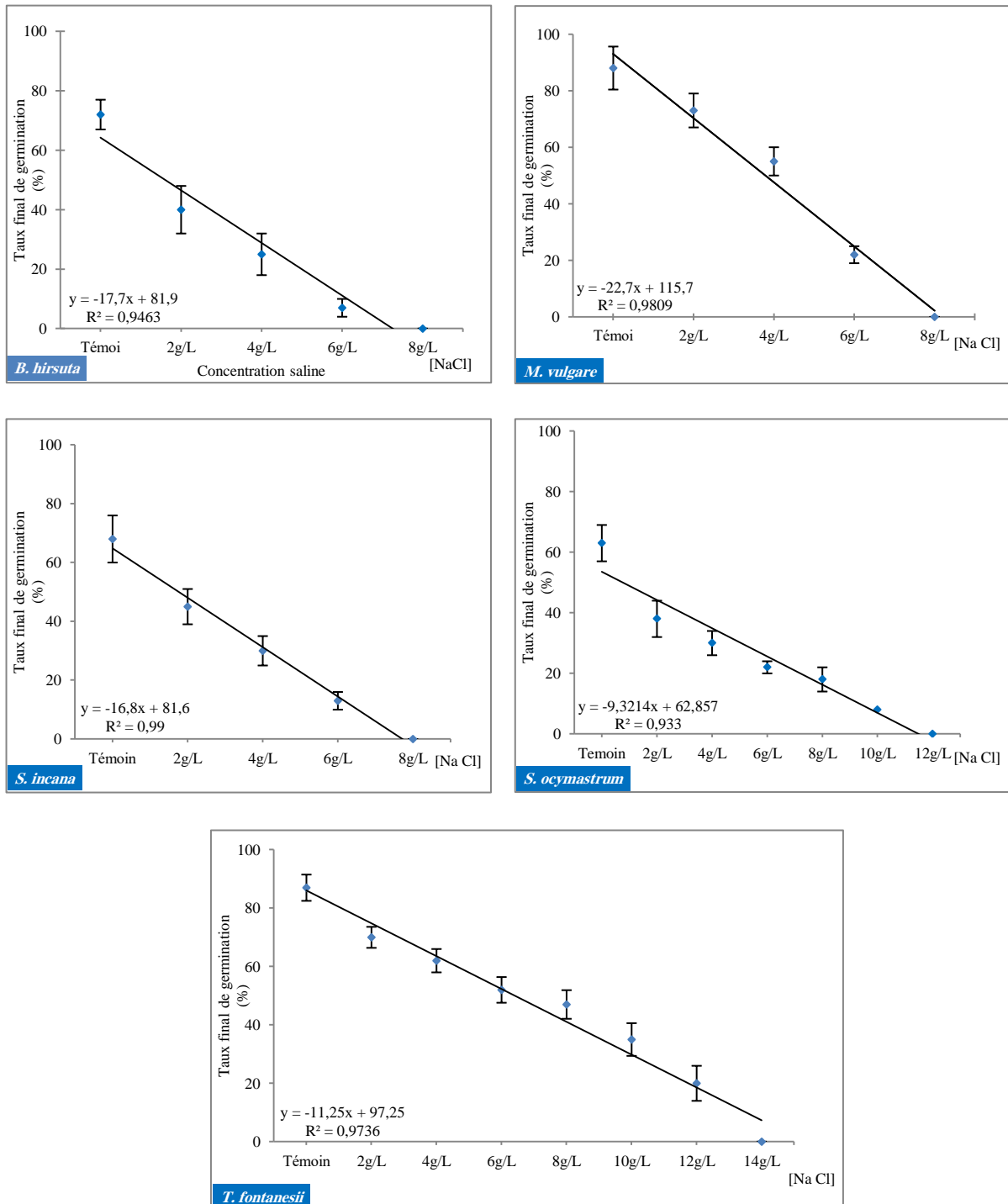


Figure 49. Relation linéaire entre les taux finaux moyens de germination et les différentes concentrations salines de NaCl

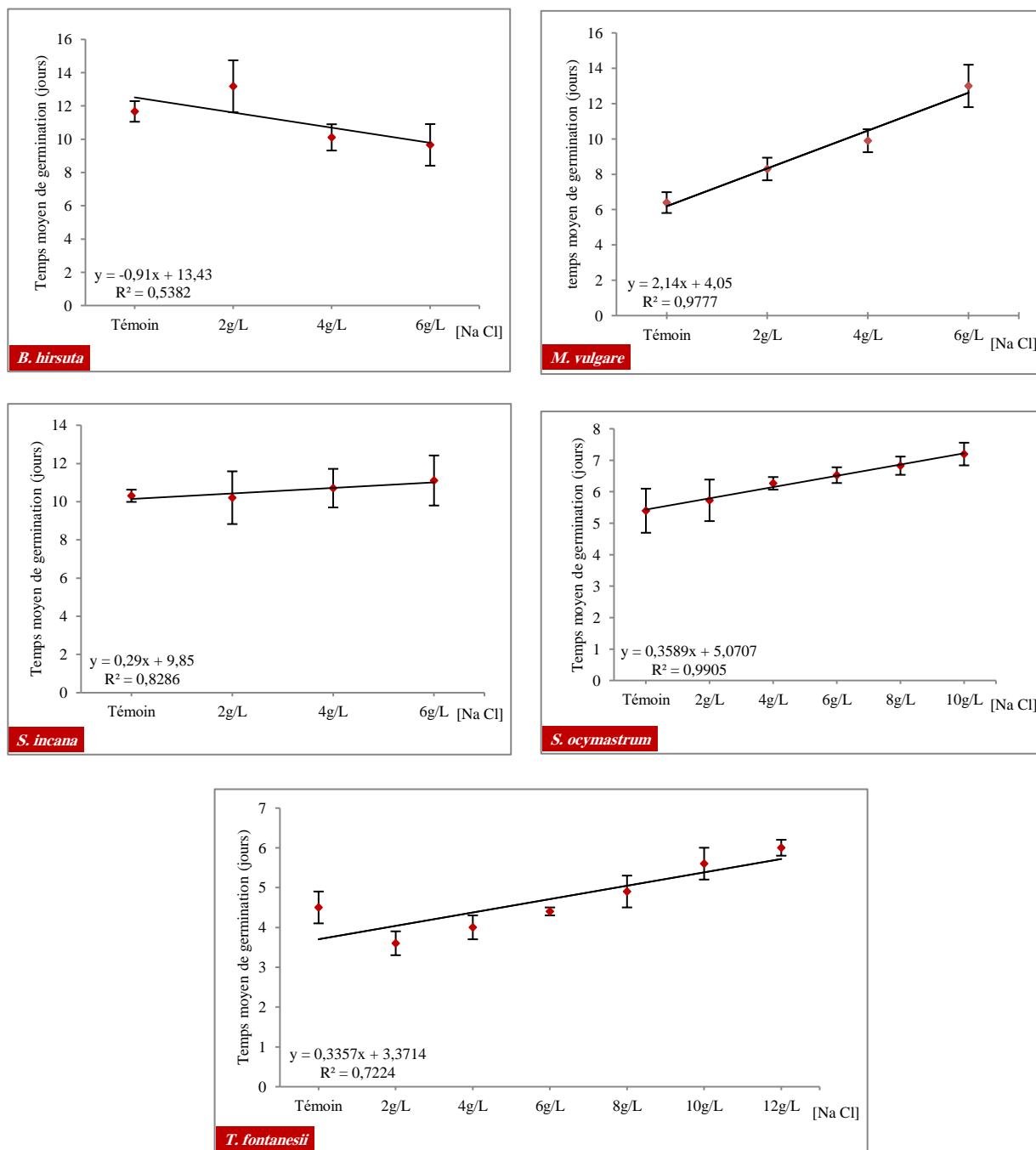


Figure 50. Relation linéaire entre le temps moyen de germination et les différentes concentrations salines de NaCl

I.5. Effet du potentiel hydrique sur la germination

I.5.1. Temps de latence (TL)

L'analyse de la variance montre que le TL est significativement affecté ($p < 0.05$) par le stress hydrique (tableau 20). Le TL devient important avec l'augmentation de l'intensité du stress hydrique. Les TL les plus courts sont enregistrés chez le témoin, avec une durée de 5.6 jours pour *B. hirsuta*, 3.4 jours pour *M. vulgare*, 7.4 jours pour *S. incana* et 2 jours pour *S. ocymastrum*, sauf pour *T. fontanesii* où le temps de latence est équivalent (2 jours) excepté au potentiel hydrique de -1 MPa où un TL de 3.4 jours a été relevé. Les TL les plus longs sont enregistrés au potentiel les plus élevés, à -0.5 MPa chez le *B. hirsuta*, *S. incana* et *S. ocymastrum* et à -1 MPa chez *M. vulgare* et *T. fontanesii*.

I.5.2. Durée de germination (DG)

Le tableau 20 montre que le potentiel hydrique a un effet significatif ($p < 0.05$) sur la DG. Les espèces étudiées se manifestent différemment quant à leurs DG. La DG la plus faible est enregistrée chez le témoin pour *B. hirsuta* (16.6 jours) et *S. ocymastrum* (8.8 jours) ; à -0.03 MPa pour *M. vulgare* (12.6 jours) et *T. fontanesii* (8.4 jours) et à -0.5 MPa pour le *S. incana* (13 jours). Les DG les plus élevées sont enregistrées à -0.07 MPa pour *S. incana* (17.4 jours), -0.2 MPa pour *B. hirsuta* (24.2 jours) et *M. vulgare* (16 jours), à -0.5 pour *S. ocymastrum* (11.4 jours) et à -1 MPa pour *T. fontanesii* (12 jours).

I.5.3. Taux final de germination (TFG)

Le TFG est également affecté significativement par le stress hydrique ($p < 0.05$). Les TFG régressent avec la diminution du potentiel hydrique ; en effet, les taux les plus élevés sont notés chez tous les témoins : 72 % pour *B. hirsuta*, 88 % pour *M. vulgare*, 65% pour *S. incana*, 60 % pour *S. ocymastrum* et 90 % pour *T. fontanesii* (fig. 51). Le TFG s'annule à -1 MPa chez *B. hirsuta*, *S. incana* et *S. ocymastrum* et à -1.6 MPa pour *M. vulgare* et *T. fontanesii* (fig. 52). L'analyse de la variance indique que la différence entre les TFG commence à devenir significative à -0.03 MPa pour *S. incana* et *S. ocymastrum*, à -0.07 pour *M. vulgare* et à -0.5 MPa pour *B. hirsuta* et *T. fontanesii*. Il est à noter une forte corrélation entre le pourcentage de la germination et le potentiel hydrique, avec un coefficient de corrélation qui dépasse 0.90 pour *M. vulgare*, *S. incana* et *S. ocymastrum*. Ce coefficient est de l'ordre de 0.86 pour *B. hirsuta* et 0.88 pour *T. fontanesii* (fig. 53).

I.5.4. Temps moyen de germination (TMG)

Le TMG augmente significativement ($p < 0.05$) avec l'augmentation du stress hydrique ; les temps les plus faibles sont enregistrés chez le témoin pour *B. hirsuta* (10.8 jours), *M. vulgare* (7.2 jours), *S. incana* (10.5 jours) et *S. ocymastrum* (5.8 jours) et au potentiel hydrique de - 0.03 MPa pour *T. fontanesii* (4.4 jours). Les temps les plus longs sont enregistrés à - 0.2 MPa pour *S. incana* (13.4 jours), à - 0.5 MPa pour *B. hirsuta* (16.2 jours) et *S. ocymastrum* (7.2 jours), à - 1 MPa pour *M. vulgare* (10.4 jours) et *T. fontanesii* (7.4 jours) (tableau 20). Le TMG est fortement corrélé au potentiel hydrique pour *B. hirsuta*, *M. vulgare* et *T. fontanesii* avec $R^2 = 0.95$, 0.97 et 0.94 respectivement, alors que cette corrélation est faible chez *S. incana* et *S. ocymastrum* avec $R^2 = 0.40$ et 0.50 respectivement (fig. 54).

I.5.5. Temps moyen (T_{50})

Le tableau 20 indique que le T_{50} est significativement affecté ($p < 0.05$) par le stress hydrique, sauf pour *S. ocymastrum*. Le plus faible T_{50} est enregistré chez le témoin pour *M. vulgare* (6.8 jours) et *S. incana* (10 jours), à - 0.03 MPa pour *B. hirsuta* (11.6 jours) et *S. ocymastrum* (5.2 jours) ; *T. fontanesii* manifeste le même T_{50} chez le témoin et à - 0.03 MPa (3.6 jours).

Tableau 20. Effet de stress hydrique sur les paramètres de germination des graines des cinq taxons (moyenne \pm ES, n = 3)

PEG concentrations (MPa)	Paramètres				
	TL (jours)	DG (jours)	TFG (%)	TMG (jours)	T ₅₀ (jours)
<i>B. hirsuta</i>					
0	5.6 \pm 0.5 ^a	16.6 \pm 2.2 ^a	72 \pm 9 ^a	10.8 \pm 0.8 ^a	12.4 \pm 2.2 ^{ab}
- 0.03	6.6 \pm 0.8 ^{ab}	20.6 \pm 1.4 ^{bc}	68 \pm 10 ^a	12.6 \pm 1.2 ^{ab}	11.6 \pm 0.6 ^a
- 0.07	7.8 \pm 1.2 ^{bc}	22.8 \pm 0.8 ^c	62 \pm 8 ^a	13.4 \pm 1.5 ^{bc}	12.6 \pm 2.0 ^{ab}
- 0.2	8.6 \pm 0.8 ^c	24.2 \pm 1.2 ^c	55 \pm 4 ^a	15.8 \pm 2.2 ^{cd}	14.0 \pm 1.2 ^b
- 0.5	9 \pm 1.5 ^c	17.8 \pm 0.6 ^{ab}	23 \pm 5 ^b	16.2 \pm 1.8 ^d	12.0 \pm 1.8 ^{ab}
- 1	-	-	0 ^b	-	-
Valeur de F	12.35	17.21	26.50	15.50	3.93
<i>M. Vulgare</i>					
0	3.4 \pm 0.4 ^a	13 \pm 0.8 ^a	88 \pm 2 ^a	7.2 \pm 0.3 ^a	6.8 \pm 0.2 ^a
- 0.03	3.6 \pm 0.4 ^a	12.6 \pm 1 ^a	85 \pm 2 ^a	8.1 \pm 0.5 ^{ab}	7.8 \pm 1.2 ^{ab}
- 0.07	4 \pm 0 ^{ab}	14 \pm 0.8 ^a	68 \pm 6 ^b	8.6 \pm 0.7 ^{ab}	8 \pm 1 ^{ab}
- 0.2	4.5 \pm 0.5 ^{ab}	16 \pm 0.6 ^a	58 \pm 2 ^b	9.5 \pm 0.2 ^{ab}	9.4 \pm 0.6 ^{bc}
- 0.5	4.7 \pm 0.8 ^{ab}	13 \pm 0.8 ^a	40 \pm 4 ^c	9.9 \pm 0.5 ^{ab}	9.2 \pm 1.2 ^{bc}
- 1	7.4 \pm 1.7 ^b	12.7 \pm 1.2 ^a	25 \pm 4 ^c	10.4 \pm 1.1 ^b	10.4 \pm 1.2 ^c
- 1.6	-	-	0 ^d	-	-
Valeur de F	7.02	3.93	86.50	10.21	5.27
<i>S. incana</i>					
0	7.4 \pm 1.2 ^a	14 \pm 0 ^a	65 \pm 5 ^a	10.5 \pm 0.2 ^a	10 \pm 0 ^a
- 0.03	8.6 \pm 1.2 ^{ab}	17.4 \pm 1.2 ^b	58 \pm 3 ^b	12 \pm 0.9 ^a	12.5 \pm 0.8 ^b
- 0.07	9.4 \pm 1.6 ^{abc}	17.4 \pm 1.2 ^b	38 \pm 3 ^c	13.1 \pm 1.1 ^a	12.4 \pm 0.6 ^b
- 0.2	10 \pm 0 ^{bc}	16 \pm 0 ^b	28 \pm 4 ^d	13.4 \pm 1.6 ^a	11.8 \pm 0.7 ^b
- 0.5	11 \pm 1.4 ^c	13 \pm 1.4 ^a	5 \pm 2 ^c	12.2 \pm 0.2 ^a	11 \pm 1.4 ^{ab}
- 1	-	-	0 ^e	-	-
Valeur de F	4.43	12.12	172.20	1.56	5.31
<i>S. oeymastrum</i>					
0	2 \pm 0 ^a	8.8 \pm 1.2 ^a	60 \pm 8 ^a	5.8 \pm 0.6 ^{ab}	5.4 \pm 2.2 ^a
- 0.03	2.6 \pm 0.8 ^a	9.4 \pm 0.8 ^a	45 \pm 4 ^b	5.5 \pm 0.8 ^{ab}	5.2 \pm 1.2 ^a
- 0.07	2.8 \pm 0.6 ^a	10.2 \pm 1.2 ^{ab}	30 \pm 5 ^c	4.8 \pm 0.5 ^a	4.6 \pm 1.6 ^a
- 0.2	3.6 \pm 0.5 ^{ab}	10.8 \pm 1.8 ^{ab}	18 \pm 2 ^d	6.8 \pm 1.2 ^{bc}	6.0 \pm 2.0 ^a
- 0.5	5.6 \pm 1.2 ^b	11.4 \pm 1.5 ^{ab}	10 \pm 4 ^{de}	7.2 \pm 0.8 ^c	5.6 \pm 1.6 ^a
- 1	-	-	0 ^e	-	-
Valeur de F	5.78	3.12	83.56	13.45	0.25
<i>T. fontanesii</i>					
0	2 \pm 0 ^a	9.7 \pm 0.5 ^{ab}	90 \pm 5 ^a	4.6 \pm 0.2 ^a	3.6 \pm 1.2 ^a
- 0.03	2 \pm 0 ^a	8.4 \pm 0.4 ^a	83 \pm 10 ^a	4.4 \pm 0.2 ^a	3.6 \pm 0.6 ^a
- 0.07	2 \pm 0 ^a	11.4 \pm 0.8 ^{bc}	80 \pm 9 ^a	5.6 \pm 0.6 ^{ab}	4.4 \pm 0.6 ^{ab}
- 0.2	2 \pm 0 ^a	11.6 \pm 1 ^{bc}	73 \pm 10 ^a	6.1 \pm 0.5 ^{bc}	5 \pm 0.8 ^{ab}
- 0.5	2 \pm 0 ^a	11.9 \pm 0.8 ^{abc}	50 \pm 4 ^b	6.7 \pm 0.4 ^c	5.2 \pm 0.6 ^b
- 1	3.4 \pm 1.2 ^b	12 \pm 1.2 ^{bc}	37 \pm 7 ^b	7.4 \pm 0.6 ^{cd}	7 \pm 1 ^c
- 1.6	-	-	0 ^d	-	-
Valeur de F	4.00	8.96	48.69	16.83	7.00

Les lettres minuscules disposées en colonne indiquent des différences significatives ($p < 0,05$) et ce, pour chaque paramètre mesuré au niveau des différentes stress hydrique pour chaque espèce selon le test de Duncan.

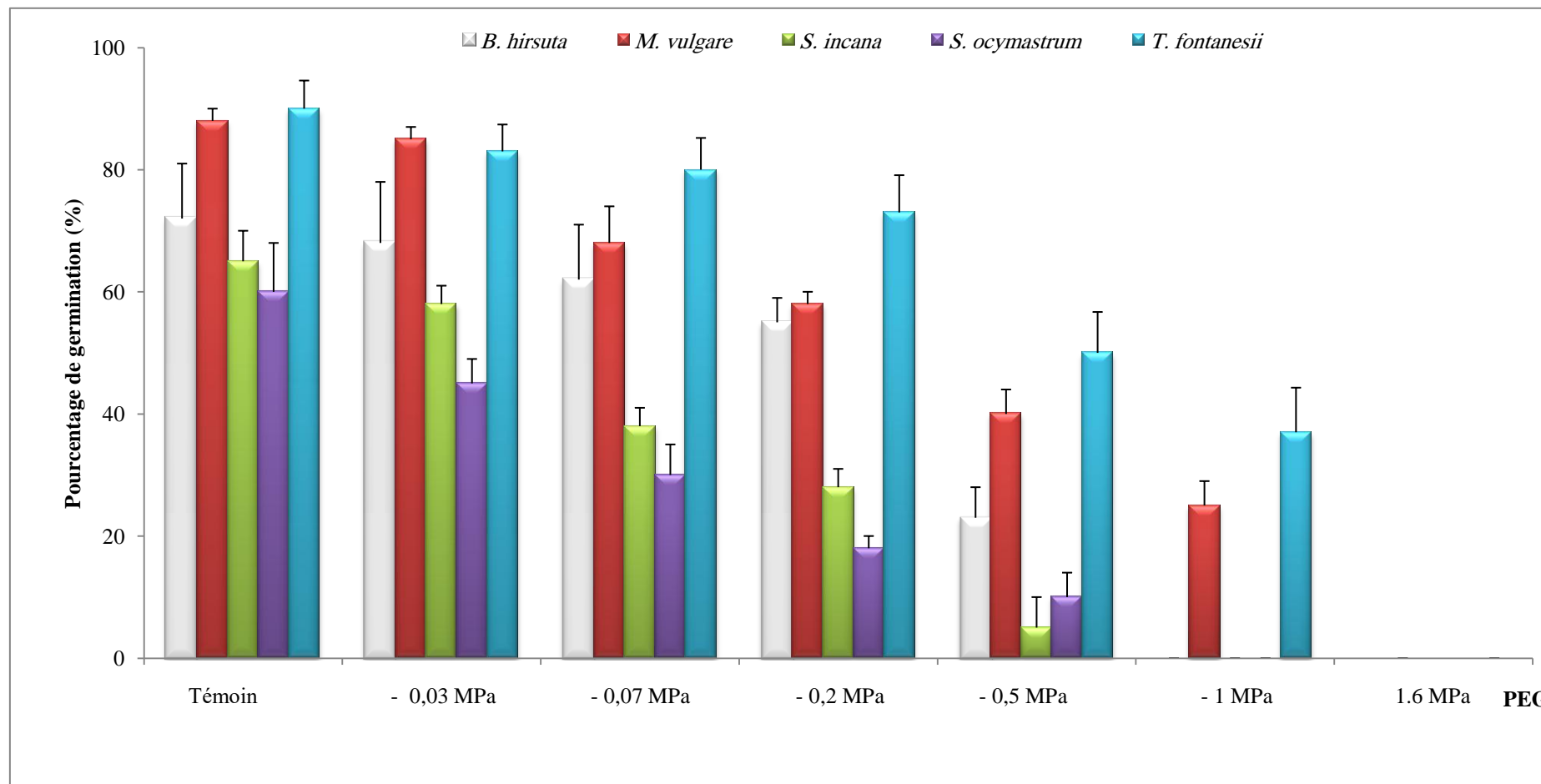


Figure 51. Taux finaux moyens de germination des graines des cinq taxons en fonction des différents potentiels hydriques induits par les différentes concentrations en PEG

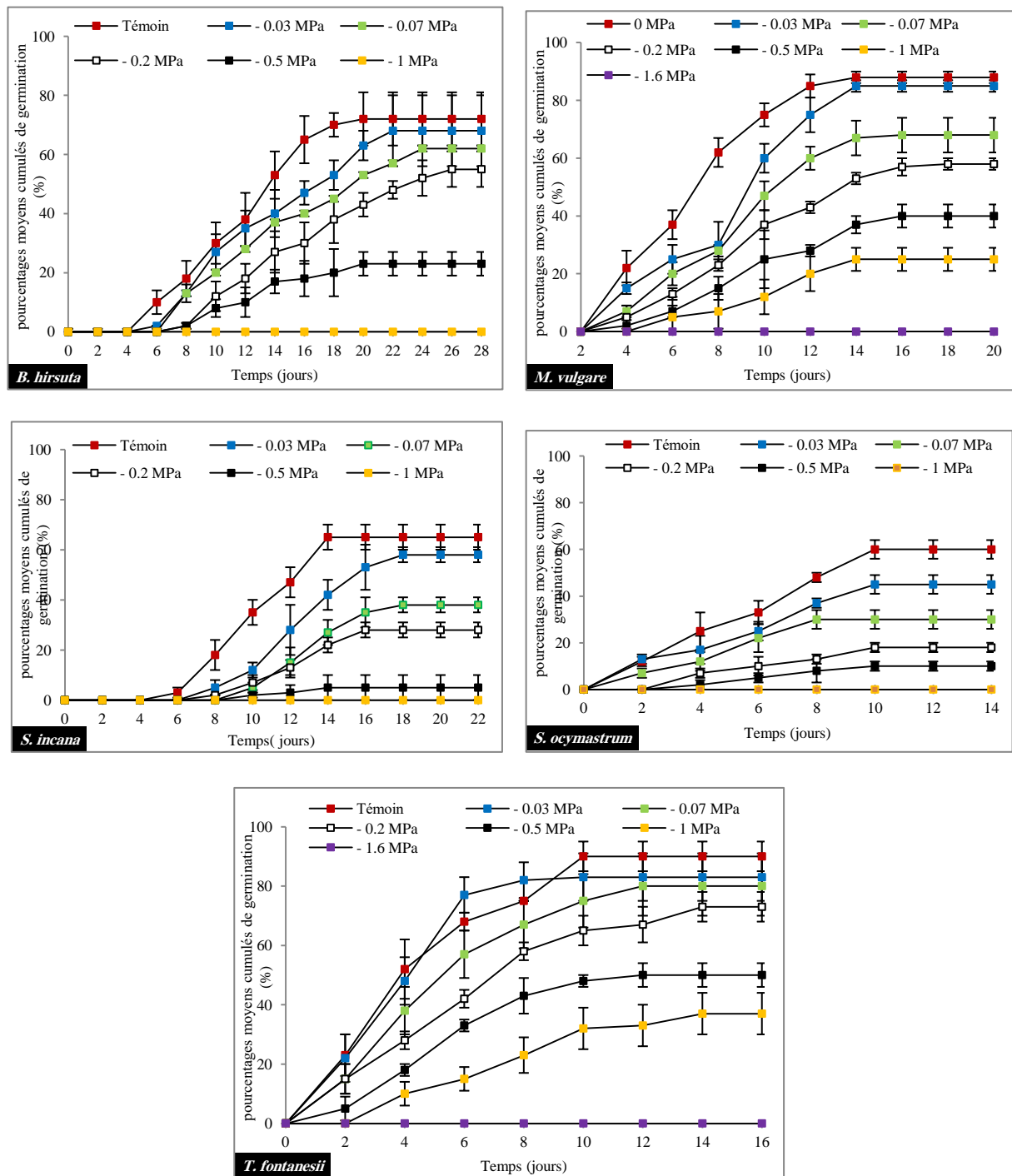


Figure 52. Evolution des pourcentages moyens cumulés de germination des cinq taxons en fonction des différents potentiels hydriques

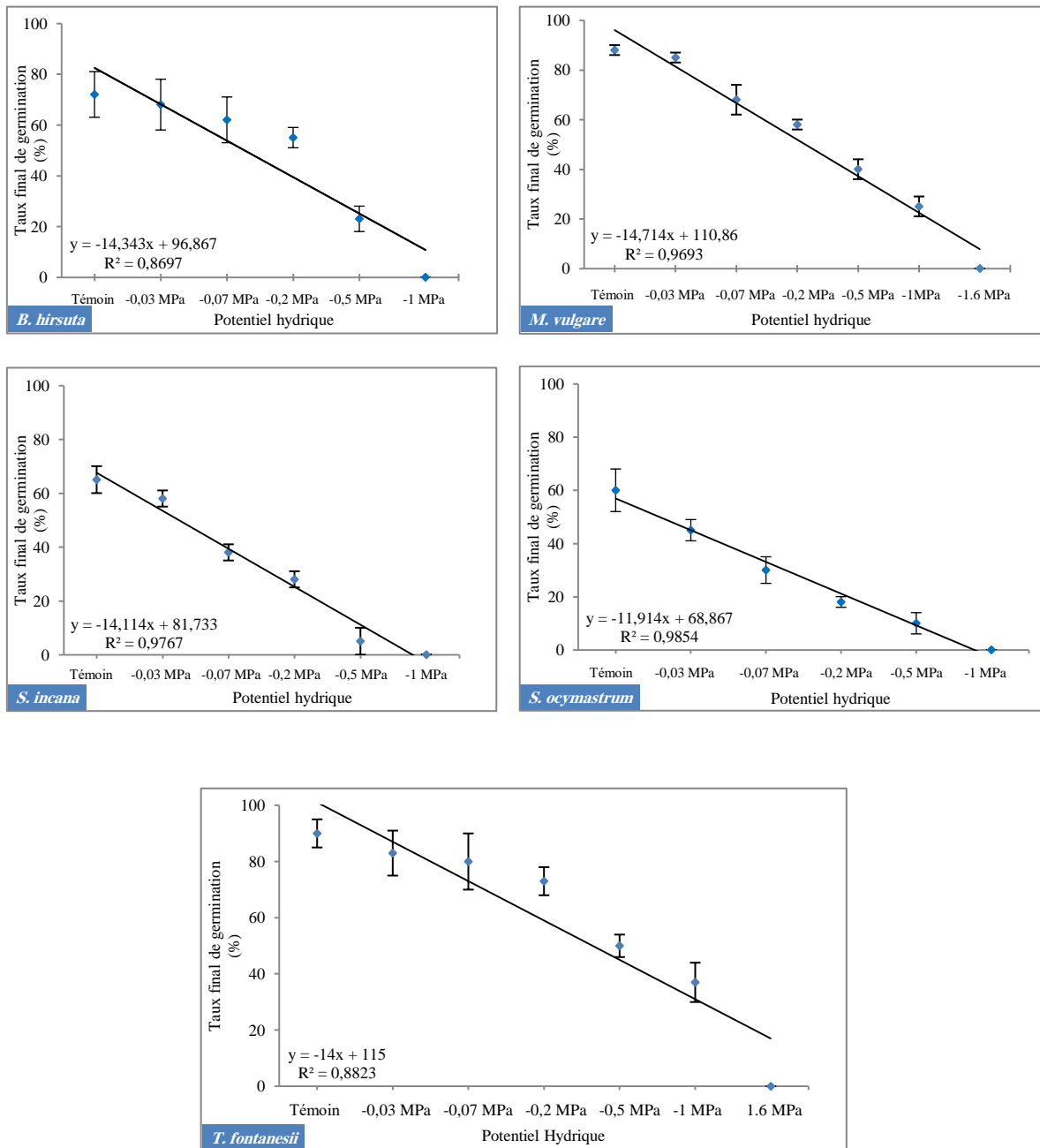


Figure 53. Relation linéaire entre les taux finaux moyens de germination en en fonction des différents potentiels hydriques

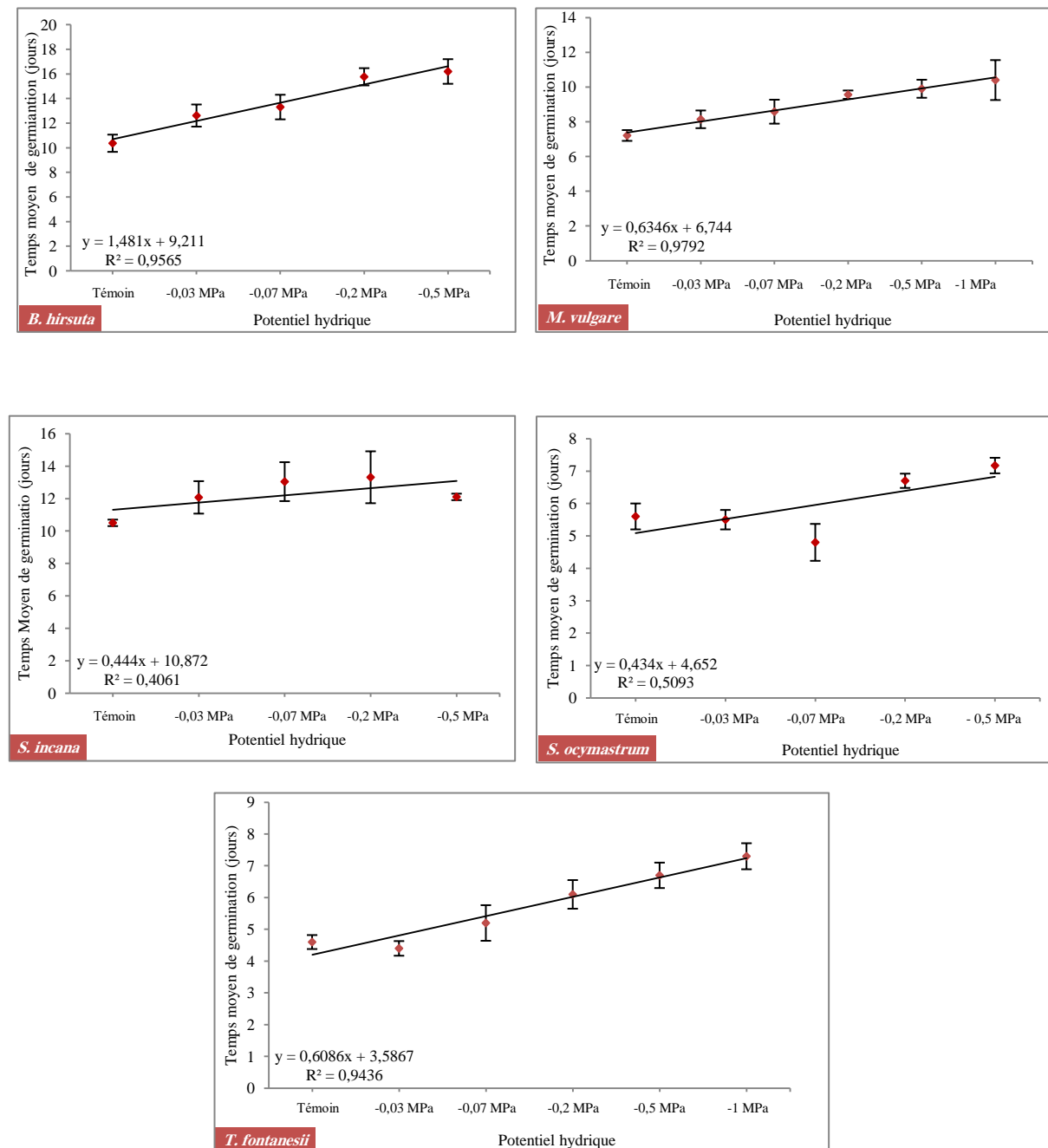


Figure 54. Relation linéaire entre temps moyen de germination en fonction des différents potentiels hydriques

I.6. Evaluation de la germination des graines de *Teucrium polium*

Les résultats relatifs aux différents paramètres de germination des graines de *Teucrium polium* ayant subi différents traitements pour lever leur dormance embryonnaire sont comme suit :

I.6.1. Temps de latence (TL)

Selon le tableau 21, le TL manifeste une différence significative ($p < 0.05$) entre les traitements appliqués. La germination est précoce (15.4 jours) chez les graines immergées pendant 24 heures dans l'acide gibbérellique 125 ppm, suivie par celles traitées pendant 48 heures (18 jours) à la même concentration. Tandis que, le TL le plus long (35 jours) est noté chez les graines stratifiées pendant 3 mois à 5°C dans du sable humide.

I.6.2. Durée de germination (DG)

L'analyse de la variance indique que les traitements employés influent significativement ($p < 0.05$) sur la DG (tableau 21). La DG la plus courte (25.4 jours) est notée chez les graines traitées par l'acide gibbérellique 125 ppm pendant 48 heures suivie par celles traitées durant 24 heures (27.4 jours) à la même concentration. La germination prend fin au 35^{ème} jour pour les graines stratifiées pendant 3 mois.

I.6.3. Taux final de germination (TFG)

Les TFG varient significativement ($p < 0.05$) vis-à-vis les traitements appliqués (tableau 21). Les TFG les plus importants (38 %) sont essentiellement notés chez les graines traitées pendant 24 heures par une concentration de 125 ppm d'acide gibbérellique et 32 % pour celles traitées pendant 48 heures à la même concentration (fig. 55). Pour les autres traitements, la germination est faible voire absente.

I.6.4. Temps moyen de germination (TMG)

Les TMG les plus courts sont enregistrés chez les graines traitées par les différentes concentrations d'acide gibbérellique appliquées (entre 21.2 et 23.8 jours). Le TMG le plus long est signalé chez les graines stratifiées pendant 3 mois (33.2 jours).

I.6.5. Temps moyen (T_{50})

L'analyse de la variance montre que l'effet des traitements n'affecte pas significativement le T_{50} . Tandis que le temps moyen le plus court (19.3 jours) est noté chez les graines traitées par une concentration de 125 ppm d'acide gibbérellique pendant 24 heures.

Tableau 21. Effet des différents traitements sur les paramètres de germination des graines de *Teucrium polium* (moyenne \pm ES, n = 3)

Traitements	Paramètres				
	TL (jours)	DG (jours)	TFG (%)	TMG (jours)	T_{50} (jours)
H ₂ O à 100 °C 3 min + H ₂ SO ₄ 15min	24 \pm 2.8 ^{ab}	30 \pm 2.8 ^{ab}	7 \pm 6 ^{ab}	25 \pm 4.9 ^a	24 ^a
H ₂ O à 100 °C 3 min + H ₂ SO ₄ 30min	25 \pm 1.4 ^{ab}	28 \pm 5.6 ^a	5 \pm 2 ^b	26.5 \pm 3.5 ^a	-
H ₂ O à 100 °C 5 min + H ₂ SO ₄ 15min	28 \pm 2.8 ^{bc}	28 \pm 2.8 ^a	5 \pm 5 ^b	28 \pm 2.8 ^a	-
H ₂ O à 100 °C 5min + H ₂ SO ₄ 30min	-	-	0 ^a	-	-
GA ₃ 125 ppm (24h)	15.4 \pm 1.2 ^d	27.4 \pm 5 ^{ab}	38 \pm 13 ^c	21.3 \pm 4 ^a	19.3 ^a
GA ₃ 125 ppm (48h)	18 \pm 3.4 ^a	25.4 \pm 7.5 ^a	32 \pm 12 ^d	21.2 \pm 6.5 ^a	20.3 ^a
GA ₃ 200 ppm (24h)	27.4 \pm 1.2 ^{bc}	30.7 \pm 1.2 ^{ab}	23 \pm 8 ^e	23.8 \pm 6 ^{ab}	21.7 ^a
GA ₃ 200 ppm (48h)	30 \pm 2.8 ^c	30 \pm 2.8 ^{ab}	4 \pm 3 ^b	30 \pm 2.8 ^{ab}	-
Stratification 1 mois	-	-	0 ^a	-	-
Stratification 2 mois	-	-	0 ^a	-	-
Stratification 3 mois	35 \pm 1.4 ^e	35 \pm 1.4 ^b	4 \pm 3 ^{ab}	33.2 \pm 1.4 ^b	-
Valeur de F	16.57	1.60	39.14	4.05	6.49

Les lettres minuscules disposées en colonne indiquent, selon le test de Duncan, des différences significatives ($p < 0,05$) et ce, pour chaque paramètre mesuré au niveau des différents traitements appliqués.

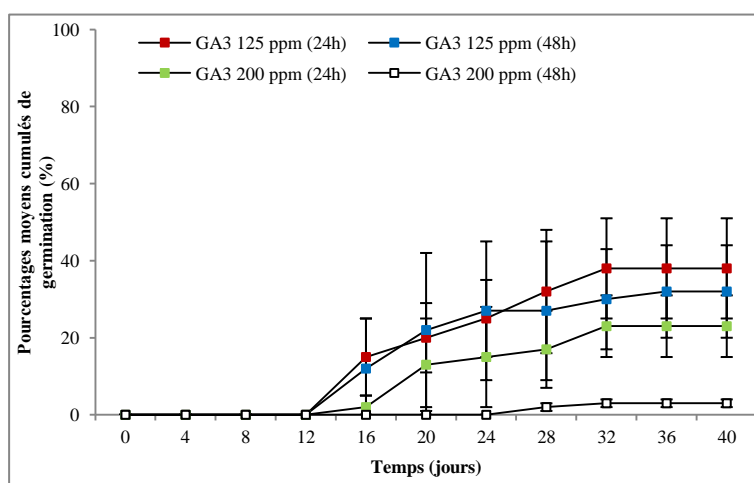


Figure 55. Evolution des pourcentages moyens cumulés de germination des graines de *Teucrium polium* en fonction des traitements par l'acide gibbérellique (GA₃)

I.7. Effet de la température et de la durée de la conservation sur la viabilité des graines

Nos essais préliminaires sur l'effet des températures de conservation sur la viabilité des graines des espèces étudiées (*B. hirsuta*, *M. vulgare* et *T. fontanesii*) ont fait ressortir ce qui suit :

I.7.1. Temps de latence (TL)

Le TL varie selon les espèces testées et les températures de conservation appliquées.

Pour *B. hirsuta*, le TL le plus court (2.7 jours) est noté après 4 mois de conservation à 20 °C et le plus long est relevé après la même durée de conservation à 5 °C (5.4 jours).

Pour *M. vulgare*, le TL le plus long (12 jours) est enregistrée après 4 mois de conservation à 5°C.

T. fontanesii n'affiche aucune différence pour le TL (2 jours) pour toutes les durées de conservation et pour toutes les températures, sauf pour 4 mois à la température de - 20 °C où il est noté un temps de 4.6 jours.

I.7.2. Durée de germination (DG)

L'analyse de la variance montre que le temps et la température de conservation n'affectent pas significativement ($p > 0.05$) la DG de *B. hirsuta* et ce, contrairement pour *M. vulgare* et *T. fontanesii*.

Chez *B. hirsuta*, la DG est de 9.4 jours après 4 mois de conservation à 20 °C ; alors qu'elle est de 14.6 jours après la même durée de conservation à 5°C.

Chez *M. vulgare*, après 4 mois de conservation à 20°C, la DG est de 9.3 jours ; alors qu'elle devient plus importante (16.6 jours) après 2 mois de conservation.

La germination de *T. fontanesii* se fait plus rapidement, en 8 jours, après un séjour de 2 mois et 4 mois à aux températures 20 °C et - 20 °C respectivement. Cependant, elle s'étale à 12 jours à 5 et 20 °C après 4 mois de conservation.

I.7.3. Taux final de germination (TFG)

Le tableau 22 indique que le TFG est affecté significativement ($p < 0.05$) par les durées et les températures de conservation. La figure 56 montre que *B. hirsuta* présente un TFG plus élevé (76 %) après 2 mois de conservation à 20 °C. Par contre, le plus faible TFG (45 %) est noté après 2 mois de conservation à 5°C. Concernant *M. vulgare*, le TFG maximal (73 %) est

signalé après 1 mois de conservation à 20 °C ; la valeur minimale (7 %) caractérise les graines ayant subi un séjour de 4 mois à 5 °C.

Pour *T. fontanesii*, 20 °C représente une température idéale de conservation pour une durée de 2 mois, ayant abouti à un TFG de 88 % ; cependant un taux minimum de 55 % est relevé après 2 mois de conservation à 5 °C (fig. 57).

I.7.4. Temps moyen de germination (TMG)

Le test de Duncan révèle que le TMG est affecté significativement ($p < 0.05$) par les températures de conservation.

Chez le *B. hirsuta*, le TMG diminue quand la température de conservation augmente :

- après 1 mois de conservation (de 7.8 jours à - 20 °C à 6.8 jours à 20°C)
- après 4 mois de conservation (de 8.5 jours à - 20°C à 5.3 jours à 20 °C).

Par contre, l'inverse s'est produit après 2 mois de conservation, étant donné que le TMG est passé de 4.9 jours à - 20 °C à 6.2 jours à 20 °C.

Pour *M. vulgare*, après un mois de conservation, le TMG augmente quand la température s'élève (de 6.6 à - 20°C à 8.8 jours à 20 °C) ; tandis que, le TMG le plus court (5.9 jours) est enregistré à 20 °C après 4 mois de conservation. Le TMG le plus long TM (12.3 jours) est signalé à 5 °C après 4 mois de conservation.

Pour *T. fontanesii* le TMG le plus long (7.5 jours) est enregistré après 1 mois de conservation à - 20 °C ; alors que le plus court (3.7 jours) est noté à -20 °C pour les graines stockées pendant 4 mois de conservation.

I.7.5. Temps moyen (T₅₀)

Le T₅₀ montre une différence significative ($p < 0.05$) pour les trois espèces.

Chez *B. hirsuta*, nous avons noté une régression du T₅₀ quand la température de conservation s'élève, ce paramètre varie de 6.8 à 5.4 jours après 1 mois de conservation et de 7.4 à 4.6 jours après 4 mois de conservation. Par contre, à 2 mois de conservation il est signalé une progression de T₅₀ (de 3.4 à 5 jours).

Une augmentation du T₅₀ est enregistrée au duré de conservation de 1 mois (de 6 à 7.6 jours) et de 2 mois (de 6 à 12.4 jours) pour *M. vulgare*, alors qu'à 4 mois de conservation le T₅₀ le plus court est enregistrée à 20 °C (5 jours) et le plus lent à 5 °C (12 jours).

T. fontanesii expose une diminution du T_{50} par l'augmentation de la température pour toutes les durées de conservation, il vari de 6.4 à 4.6 jours pour 1 mois, de 4.4 à 2.6 jours pour 2 mois et de 3 à 2.6 jours pour 4 mois de conservation.

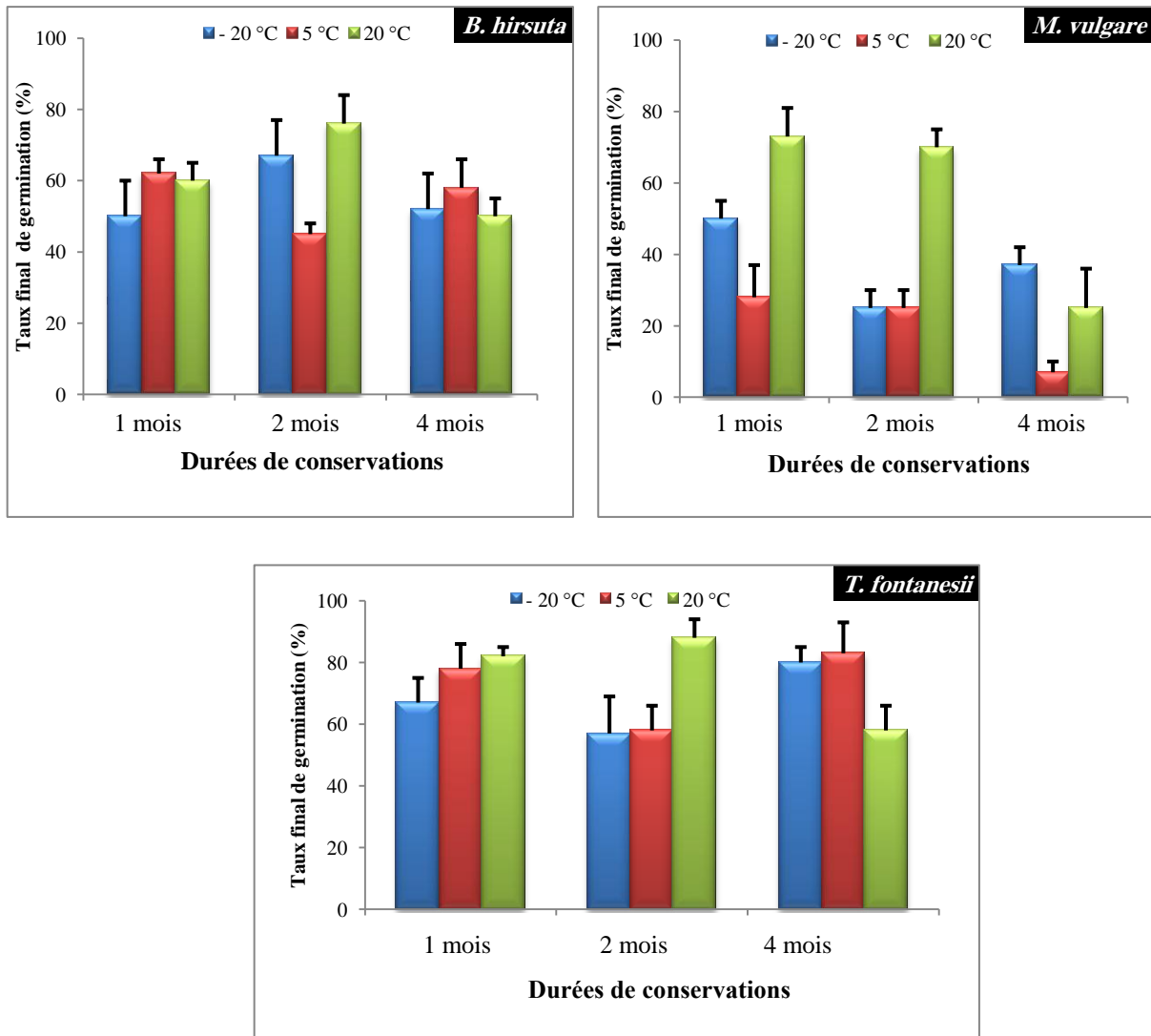


Figure 56. Taux finaux moyens de germination des graines des trois taxons testés en fonction des températures et des différentes durées de conservation

Tableau 22. Effet des températures et des durées de conservation sur les paramètres de germination des graines des trois taxons testés (moyenne \pm ES, n = 3)

Durées et températures de conservation	Paramètres				
	TL (jours)	DG (jours)	TFG (%)	TMG (jours)	T ₅₀ (jours)
<i>B. hirsuta</i>					
1 mois					
-20 °C	4 \pm 0 ^{abc}	12 \pm 2 ^a	50 \pm 10 ^a	7.8 \pm 0.5 ^{cd}	6.8 \pm 0.6 ^{cd}
5 °C	4.6 \pm 1 ^{bc}	12.6 \pm 4.2 ^a	62 \pm 7 ^{ab}	7.4 \pm 1.6 ^{bcd}	6.4 \pm 1.6 ^{bcd}
20 °C	3.4 \pm 1.2 ^a	11.4 \pm 1.2 ^a	60 \pm 5 ^{ab}	6.8 \pm 0.8 ^{abcd}	5.4 \pm 1.6 ^{abcd}
2 mois					
-20 °C	3.4 \pm 1.2 ^a	8.6 \pm 3 ^a	67 \pm 10 ^{ab}	4.9 \pm 1.6 ^a	3.4 \pm 1.2 ^a
5 °C	4 \pm 0 ^{abc}	11.4 \pm 1.2 ^a	45 \pm 12 ^a	6.2 \pm 1 ^{abc}	4.4 \pm 0.6 ^{ab}
20 °C	4 \pm 0 ^{abc}	10 \pm 2 ^a	76 \pm 8 ^b	6.2 \pm 0.8 ^{abc}	5 \pm 1 ^{abc}
4mois					
-20 °C	4 \pm 0 ^{abc}	16 \pm 1.2 ^a	52 \pm 10 ^{ab}	8.5 \pm 0.8 ^d	7.4 \pm 0.6 ^d
5 °C	5.4 \pm 1.2 ^c	14.6 \pm 1.2 ^a	53 \pm 8 ^{ab}	7.9 \pm 1 ^{cd}	7.4 \pm 1 ^d
20 °C	2.7 \pm 1.2 ^a	9.4 \pm 1.2 ^a	50 \pm 5 ^a	5.3 \pm 0.8 ^{ab}	4.6 \pm 1.2 ^{abc}
Valeur de F	2.45	2.60	1.79	3.34	4.97
<i>M. vulgare</i>					
1 mois					
-20 °C	4 \pm 0 ^a	10.6 \pm 1.2 ^a	50 \pm 5 ^c	6.6 \pm 0.6 ^{ab}	6.6 \pm 0.6 ^a
5 °C	4 \pm 0 ^a	10.6 \pm 1.4 ^a	28 \pm 10 ^b	7.3 \pm 1.6 ^{ab}	7 \pm 2.6 ^a
20 °C	4 \pm 0 ^a	14.6 \pm 1.2 ^{bc}	73 \pm 8 ^d	8.8 \pm 0.6 ^c	7.6 \pm 0.6 ^a
2 mois					
-20 °C	4.6 \pm 1.2 ^a	12 \pm 0 ^{ab}	25 \pm 5 ^{ab}	7.9 \pm 1.8 ^{abc}	6 \pm 2.4 ^a
5 °C	4 \pm 0 ^a	10.6 \pm 2.2 ^a	25 \pm 5 ^{ab}	7.3 \pm 0.8 ^{ab}	6.4 \pm 1.6 ^a
20 °C	4 \pm 0 ^a	16.6 \pm 1.2 ^c	70 \pm 5 ^d	11.2 \pm 1 ^d	12.4 \pm 0.6 ^b
4 mois					
-20 °C	5.3 \pm 2.3 ^a	12.6 \pm 2.3 ^{ab}	37 \pm 5 ^{bc}	8.2 \pm 2 ^c	7 \pm 1 ^a
5 °C	12 \pm 0 ^b	12.6 \pm 1.2 ^{ab}	7 \pm 3 ^a	12.3 \pm 1.8 ^d	12 \pm 0 ^b
20 °C	4 \pm 1.6 ^a	9.3 \pm 4.6 ^a	25 \pm 3 ^{ab}	5.9 \pm 1.5 ^a	5 \pm 1 ^a
Valeur de F	22.79	4.06	12.75	11.26	6.43
<i>T. fontanesii</i>					
1 mois					
-20 °C	2 \pm 0 ^a	13.4 \pm 3 ^{bc}	66 \pm 6 ^{ab}	7.5 \pm 2.8 ^c	6.4 \pm 3.6 ^b
5 °C	2 \pm 0 ^a	13.4 \pm 2.3 ^{bc}	78 \pm 8 ^{bc}	5.7 \pm 0.7 ^{ab}	3.6 \pm 0.6 ^{ab}
20 °C	2 \pm 0 ^a	16 \pm 2 ^c	82 \pm 3 ^{bc}	6.8 \pm 0.6 ^{bc}	4.6 \pm 0.6 ^{ab}
2 mois					
-20 °C	2 \pm 0 ^a	8.6 \pm 1.2 ^a	57 \pm 12 ^a	5.1 \pm 0.4 ^{ab}	4.4 \pm 0.6 ^{ac}
5 °C	2 \pm 0 ^a	10 \pm 2 ^{ab}	55 \pm 8 ^a	5.4 \pm 0.5 ^{ab}	3.6 \pm 0.8 ^{ab}
20 °C	2 \pm 0 ^a	8 \pm 2 ^a	88 \pm 6 ^c	3.8 \pm 0.4 ^a	2.6 \pm 1.2 ^a
4mois					
-20 °C	4.6 \pm 1.6 ^b	8 \pm 2 ^a	80 \pm 6 ^{bc}	3.7 \pm 0.3 ^a	3 \pm 0 ^a
5 °C	2 \pm 0 ^a	12 \pm 2 ^{abc}	83 \pm 5 ^{bc}	4.4 \pm 0.5 ^a	2.6 \pm 0.6 ^a
20 °C	2 \pm 0 ^a	12 \pm 3.4 ^{abc}	58 \pm 5 ^a	4.4 \pm 0.6 ^a	2.6 \pm 0.6 ^a
Valeur de F	16.00	4.34	5.73	4.53	4.80

Les lettres minuscules disposées en colonne indiquent, selon le test de Duncan, des différences significatives ($p < 0,05$) et ce, pour chaque paramètre mesuré au niveau des différents températures et durées de conservation.

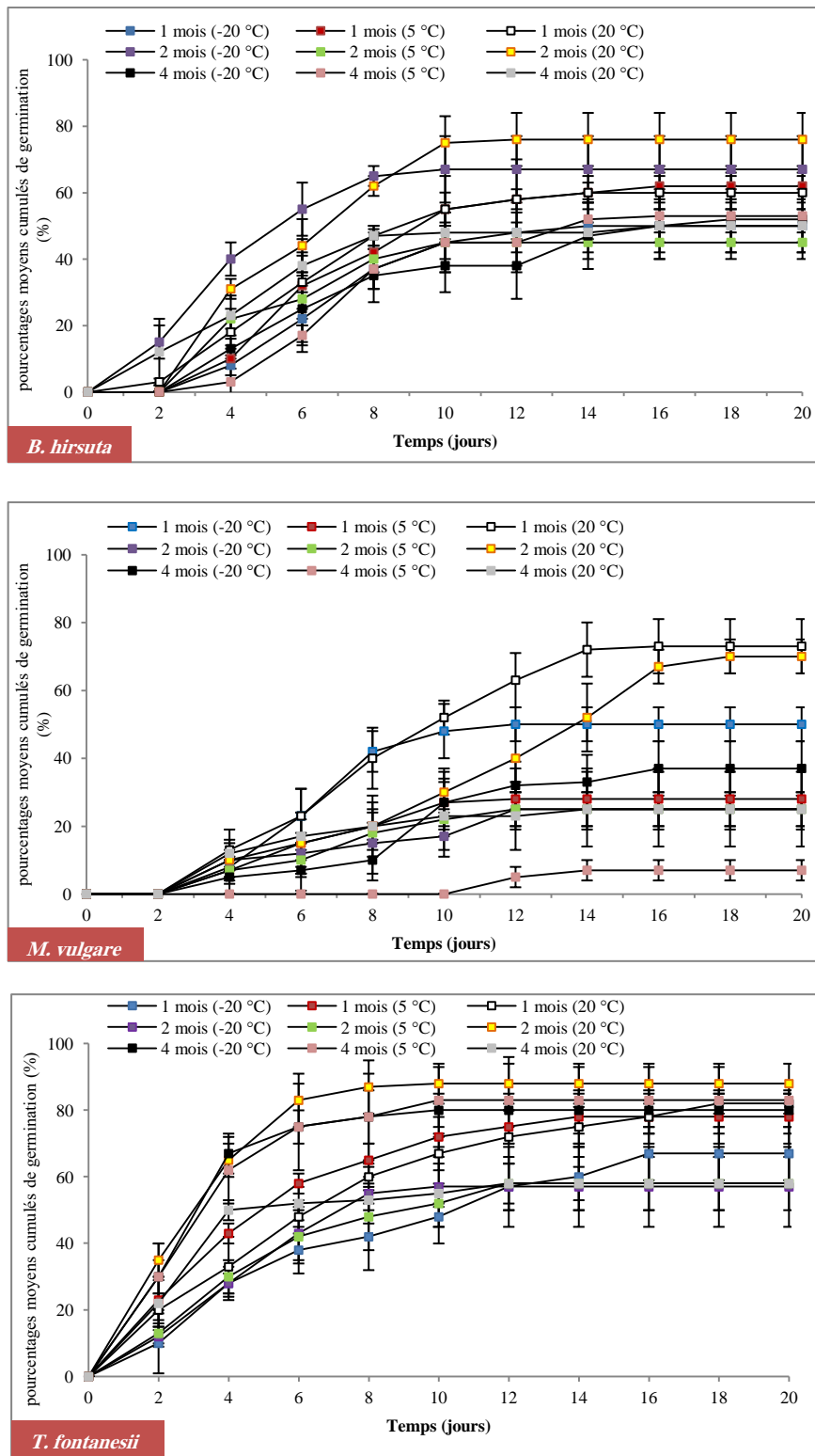


Figure 57. Evolution du pourcentage cumulé de germination des trois taxons en fonction des températures et différentes durées de conservation

II. Discussion

Les résultats obtenus montrent que les graines des espèces étudiées sont viables dans la mesure où leur germination est possible dans une large gamme de température qui s'étend de 10 °C à 30 °C. L'optimum thermique de germination pour l'ensemble des espèces se situe entre 15 °C et 25 °C avec un pic enregistré à 20 °C, sauf pour *S. incana* où ce pic est relevé à 15 °C. Dans cet intervalle thermique sont notés les temps moyens de germination et de latence les plus courts. L'effet de la température sur les paramètres de germination mesurés a été confirmé par l'analyse de la variance et par le test de Duncan ($P < 0.05$). Cet optimum thermique caractérise également d'autres espèces méditerranéennes des régions arides et semi-arides appartenant à la famille des lamiacées comme *Lavandula dentata*, *Teucrium gnaphalodes* L'Hér., *Thymbra capitata* L. Cav. et *Thymus hyemalis* L. (Estrelles *et al.*, 1999 ; Kadis et Georghiou, 2010). Selon les tests de germination impliqués sur *Thymus transcaspicus*, Tabrizi *et al.* (2007) ont indiqué que les températures minimales, optimales et maximales sont de l'ordre de 1.2/3.9 °C ; 29.1/25.8 °C et 45/47°C pour les lots de semences cultivées et de 1.0/3.3°C ; 24.9/29 °C et 45/46 °C pour les semences naturelles respectivement.

Par ailleurs, Dashti *et al.* (2015) ont rapporté que la germination de *Salvia leriifolia* est maximale à 15 °C ; la différence entre les températures comprises entre 10 et 25 °C est non significative et que la germination s'inhibe totalement aux températures de 0 °C et 35 °C. Nos résultats rejoignent également les travaux de Corme (1993) qui a constaté que les graines de *Salvia officinalis* et *Salvia sclarea* (lamiacées) germent de façon satisfaisante dans un éventail de température qui s'étend respectivement entre 10-25°C et 10-30°C. Le comportement germinatif des espèces étudiées rappelle celui de certaines plantes médicinales, qui en effet maintiennent un pourcentage élevé de germination dans une large gamme de températures, mais qui s'abaisse ou s'annule à 35 °C, et qui ont exhibé un haut pourcentage de germination dans l'intervalle de 20-30 ° C pour *Nepeta binaludensis* et *N. crassifolia*, 15-20 °C pour *Zataria multiflora*, 20-25 °C pour *N. glomérulée*, 25-30 °C pour *Dysphania botrys*, 15-30 °C pour *Thymus kotschyanus*, *Rubia tinctorum* et *Achillea millefolium* (Bannayan *et al.*, 2006). Jami Al-Ahmadi et Kafi (2007) ont montré que la germination des graines de *Kochia scoparia* a eu lieu dans une large gamme de températures, comprises entre 3,5 à 50 °C. Thanos et Doussi (1995) ont rapporté également que des graines de *Salvia pomifera* ssp. *pomifera* et *Salvia fruticosa* ont un optimum thermique de 10 à 20 °C. Dans le même contexte, les

résultats obtenus par Brändel (2006) sur des graines stratifiées de trois espèces de lamiacées, la germination est obtenue dans des températures constantes de 12 °C à 33 °C pour *Lycopus europaeus* et de 12 °C à 36 °C pour *Mentha aquatica* et *Stachys palustris*. Les pourcentages finaux de germination diffèrent considérablement entre les espèces, comme *M. aquatica* (80%), *S. palustris* (50%) et *L. europaeus* (25%).

Nos résultats montrent que le temps moyen de germination le plus court est signalé à la température de 20 °C chez *B. hirsuta*, *M. vulgare* et *S. incana* ; alors qu'il est à 35 °C pour *S. ocymastrum* et 15 °C pour *T. fontanesii*. Certains travaux ont montré que le temps moyen de germination pourrait être très significatif pour la performance de germination du poivre (Demir *et al.*, 2008) et du maïs (Khajeh-Hosseini *et al.*, 2009). Il a été observé aussi dans les travaux de Dashti *et al.* (2015) que le temps moyen de germination de *Salvia pomifera* diminue significativement avec l'augmentation de la température jusqu'à ce que il atteint son minimum à 20 °C (2.7 jours) et au dessous de cette température le temps moyen augmente.

De nos résultats, il ressort également que la réponse de la température au T_{50} construit une courbe en U pour *M. vulgare*, *S. incana* et *T. fontanesii*, qui est typique pour de nombreux stades de développement, y compris la germination. Cette observation est cohérente avec les travaux précédents sur *Pisum sativum* (Olivier et Annandale, 1998) et *Salvia pomifera* (Dashti *et al.*, 2015).

En plus, il est noté dans les travaux de Oberczian et Bernath (1988) que la germination des graines de *Salvia officinalis* est limitée à 40 °C. C'est ce qui a été constaté aussi pour les graines de *S. ocymastrum* et *T. fontanesii*. Ceci peut s'expliquer par le fait que de telle température induit une dormance secondaire chez des graines qui étaient préalablement aptes à germer (Gasque et García-Fayos, 2003). Par ailleurs, il ressort des travaux de Perez-García *et al.* (2003), qu'en plus du facteur température, l'origine géographique peut avoir un effet important sur la germination des graines. A titre d'exemple, les graines de *S. incana* germent mieux à 15 °C. Ceci s'explique certainement par le fait que cette espèce prospère dans une station située à une altitude élevée, de l'ordre de 1003 m. Par ailleurs, les résultats obtenus par Benvenuti *et al.* (2001) sur *Marrubium vulgare* évoluant en Italie ont montré des taux maximum de germination plus faibles (42 et 45%) que les nôtres (88%), relevés sur des graines mises à germer à la lumière et à des températures optimales de 30 et 35 °C respectivement.

Les températures optimales de germination des graines et de croissance des plantes diffèrent d'une espèce à une autre, comme l'indiquent les travaux de Cochrane *et al.* (2011). Saeidnejad *et al.* (2012) ont indiqué que ces différences pourraient être dues à la variabilité

génétique des semences utilisées ou à des différences de latitude à laquelle les accessions des graines sont collectées. Milton (1995) a indiqué que beaucoup de graines des plantes des zones arides germent après les pluies d'automne et le début de l'hiver lorsque les températures diminuent. Cependant, les graines ne germent pas suite aux pluies en été, lorsque les températures sont à leur maximum. Pour les plantes annuelles du désert du Néguev de Palestine où la pluie ne tombe que pendant l'hiver doux, les stratégies de survie les plus importants sont que seuls des petits lots de graines germent au bon endroit et au bon moment (Gutterman, 2002).

L'influence de la salinité au cours de la germination est une réponse directe de l'embryon au stress. Elle est directement liée à une sélectivité efficace du plasmalemme à l'égard de l'ion sodium. Cette sélection au stade embryonnaire est associée à une accumulation de calcium par la graine lors de la phase de maturation (Groome *et al.*, 1991).

L'effet de la salinité sur la germination des espèces étudiées a montré que les taux moyens de germination finaux maximums ont été obtenus chez le témoin (0 g/L) avec un pourcentage de 72% pour *B. hirsuta*, 88% pour *M. vulgare*, 68% pour *S. incana*, 64% pour *S. ocymastrum* et 87% pour *T. fontanesii*. Au-delà de cette concentration, nous avons constaté une diminution significative des taux finaux de germination et un allongement des temps moyens de germination ($P < 0.05$). La germination s'annule à 8 g/L NaCl pour *B. hirsuta*, *M. vulgare* et *S. incana*, à 10 g/L pour *S. ocymastrum* et à 12 g/L pour *T. fontanesii*. Nos résultats concordent avec les travaux de Belaqqiz *et al.* (2009) qui ont montré que *Ocimum basilicum* et *Thymus maroccanus* manifestent une réponse négative au stress salin qui se traduit par la diminution de la germination des semences. Khoshokhan *et al.* (2012) ont rapporté également qu'une meilleure capacité de germination des graines de *Thymus kotschyanus* et *Thymus daenensis* a été relevée en absence de sel ; pour ces deux espèces le stress salin n'a pas un effet remarquable sur le taux de germination aux faibles concentrations de NaCl ; mais aux concentrations plus élevées, ce taux diminue significativement par rapport à celui du témoin.

D'autres études sur diverses plantes médicinales comme l'artichaut (Fallahi et Aghhavani Shajari, 2010), le cumin (Ekhtiari *et al.*, 2010), la bourrache (Ramezani *et al.*, 2011) et dorema (Safarnejad *et al.*, 2011) ont également montré que lorsque la salinité augmente, les valeurs caractéristiques de germination diminuent.

Les travaux de Khalesro *et al.* (2015) ont fait ressortir également qu'une concentration de 4 dS/ m de salinité affecte négativement la vitesse de germination des graines de

Dracocephalum moldavica et *Satureja hortenssis*. L'effet défavorable du sel sur la germination a été également signalé dans les travaux de Noumi *et al.* (2010) effectués sur les graines de deux arbustes caractéristiques des écosystèmes montagnards (*Periploca angustifolia* et *Rhus tripartita*) du Sud et du centre de la Tunisie.

Le comportement germinatif des graines de nos espèces au sel pourrait être considéré comme une stratégie adaptative aux conditions salines. En effet, de nombreuses études ont montré que l'application d'un stress salin dans l'étape de la germination est un test fiable pour évaluer la résistance de nombreuses plantes (Gorai *et al.*, 2011).

L'augmentation de la concentration de NaCl a provoqué chez nos graines, un allongement de la période de germination. D'après Ben Miled *et al.* (1986), ce retard s'expliquerait par le temps nécessaire aux graines pour déclencher les mécanismes qui leur permettent d'ajuster leur pression osmotique. Ce retard pourrait être dû à l'altération des enzymes et des hormones qui se trouvent dans la graine (Botia *et al.*, 1998). Il pourrait s'agir également d'une difficulté d'hydratation des graines suite à un potentiel osmotique élevé entraînant une certaine inhibition des mécanismes aboutissant à la sortie de la radicule hors des téguments et par conséquent un retard de germination des graines (Gill *et al.*, 2003). En outre, le NaCl provoque un durcissement de la paroi cellulaire (Neumann, 1993; Neumann *et al.*, 1994; Nabil et Coudret, 1995) et une diminution de la conductance de l'eau de la membrane plasmique (Cramer, 1993). Nos résultats aussi rejoignent les travaux de Khan et Gulzar (2003) sur *Sarcobatus vermiculatus* et Niazi *et al.* (1992) sur *Hordeum vulgare*.

Saha *et al.* (2010), sur l'haricot, ont conclu que le prétraitement des graines avec une dose subléthale de NaCl pourrait être une stratégie intéressante pour atténuer les effets dommageables du stress salin dans les plantes par l'augmentation des activités des enzymes antioxydantes et l'accumulation des osmolytes pour les ajustements osmotiques. Dans le melon, les prétraitements par NaCl améliorent la concentration des ions K^+ et Ca^{++} des feuilles et des tiges, et empêchent les effets toxiques de la salinité par la réduction de l'accumulation de Na^+ dans les tiges (Sivritepe *et al.*, 2005). Même chez les halophytes, les résultats de Bouda et Haddioui (2010) montrent clairement que les graines des espèces d'*Atriplex* germent mieux en absence du sel ou dans un milieu à faible concentration de NaCl (5 g/L) et lorsque la concentration en sel augmente, une diminution des taux de graines germées se produit sous la concentration de 10 g/L de NaCl. Alors qu'une forte dose de sel (15 g/L NaCl) produit une forte diminution du nombre de graines germées. Cette inhibition est plus marquée à partir de 10 g/L de NaCl pour les graines d'*A. undulata* et *A. nummularia*, alors que les graines des *A. amnicola*, *A. halimus*, *A. lentiformis* et *A. semibaccata* ont connu

une inhibition relativement moins importante et un ralentissement de leur germination. Ce comportement halophile pourrait être considéré comme une stratégie pour surmonter les conditions salines.

Pour *T. fontanesii*, il a été constaté aussi que les temps moyens de latence restent équivalents à 2 jours et ce, pour toutes les concentrations salines testées, à l'exception de la concentration de 12 g/L où il a été noté un temps de latence de 3.7 jours. Cela rejoint la théorie de Ghavami et Raminwe (2007) qui ont prouvé que le terme tolérance au sel pendant la germination est utilisé seulement pour impliquer les situations où la graine a la capacité de germer rapidement dans des conditions de stress salin. Si le sel affecte significativement la germination chez certaines plantes, chez d'autres, il n'a aucun effet sur le temps de latence.

Parmi les facteurs de l'environnement, la quantité et la qualité de l'eau du milieu de germination constituent des paramètres déterminants, sur lesquels repose la réalisation des différentes étapes de la germination. La première étape de la germination est l'absorption d'eau et la réhydratation des tissus de la graine par un processus appelé imbibition (Hopkins, 2003 ; Alei *et al.*, 2010). Selon Almansouri *et al.* (2001), la prise d'eau par la graine dépend du potentiel hydrique. L'absorption d'eau n'a lieu que si la valeur du potentiel hydrique des tissus constituant la graine, est inférieure à celle exprimée par le milieu de germination. En plus, le comportement aussi bien morphologique que physiologique d'une plante donnée dépend de l'espèce ou de la variété, de la durée et de la sévérité de la sécheresse ainsi que du moment de son application (Chaves *et al.*, 2002).

L'effet négatif du stress hydrique sur la germination a été rapporté par de nombreux auteurs pour diverse espèces (Amara *et al.*, 2013; Rios-Rojas *et al.*, 2014; Zhou *et al.*, 2015).

Pour les plantes, l'eau du sol a des effets plus complexes sur la germination que la température parce que l'eau est le facteur initial pour l'imbibition de la graine et la germination; elle est directement et indirectement impliquée dans les étapes métaboliques de germination ultérieure (Cavalcante et De Perez, 1995) en particulier dans un environnement aride et semi aride. Nos résultats rejoignent ceux de Abbad *et al.* (2011) et Alaei *et al.* (2015) qui ont signalé que les graines de *Thymus maroccanus*, *Thymus broussonetii* et *Dracocephalum moldavica* sont positivement affectés par le potentiel hydrique et les graines germent mieux en absence de stress. Ces constatations rejoignent également les travaux de Hardegre et Emmeriche (1994) ayant utilisé le PEG 6000 comme agent osmotique.

La diminution de la germination avec la diminution du potentiel hydrique confirment également les études de Smith (1991) et Bafeel (2014) qui ont utilisé une solution de chlorure

de sodium comme agent osmotique. Ils ont constaté qu'à une concentration de -1 MPa, le TFG chute en dessous de 50% ; cela pourrait être expliqué par l'idée que le potentiel osmotique de -0.5 MPa est une ligne de frontière pour le démarrage de la réduction des caractéristiques de germination. La réduction du TFG peut être due à une altération des enzymes et des hormones présentes dans la graine (Botia *et al.*, 1998). Elle pourrait s'expliquer aussi par un déficit d'hydratation des graines due à un fort potentiel osmotique provoquant des mécanismes empêchant la sortie de la radicule et donc retarder la germination (Gill *et al.*, 2003).

Le stress hydrique affecte le processus de germination par diminution du TFG et allongement du TMG. Ceci s'explique par le fait que les graines ne peuvent plus absorber suffisamment d'eau présente dans leur environnement. Ce comportement a été également mentionné chez plusieurs espèces de lamiacées dans les travaux de Bagheri *et al.* (2011).

Ces résultats corroborent ceux de Hardegre et Emmerich (1994) et Gill *et al.* (2003) qui démontrent que l'inhibition de la germination des graines résulterait en particulier d'une difficulté d'hydratation des tissus, qui se répercute sur le processus d'élongation de la radicule et d'une difficulté de la pénétration de l'eau dans les graines, de sorte que l'ajustement osmotique ne soit pas réalisé d'une façon favorable.

Nos espèces présentent un comportement différent vis-à-vis des différentes concentrations du stress hydriques utilisés. Cela peut être dû à des différences entre ces espèces dans leur pouvoir d'accumulation des métabolites nécessaires pour l'ajustement osmotique et donc le maintien de la turgescence cellulaire et des activités physiologiques. En effet, une augmentation de la teneur en sucres réducteurs assure un rôle osmoprotecteur contre la déshydratation des cellules par le maintien de l'équilibre de la force osmotique en gardant la turgescence et le volume cytosolique aussi élevé que possible et par une préservation de l'intégrité membranaire dans les organes desséchés (Darbyshire, 1974). Selon ce dernier, le piégeage des sucres simples servirait à l'ajustement du potentiel osmotique des graines et induirait certainement une inhibition dans le processus d'organisation des structures responsables de la percée des radicules. Ces propos se confirment par les résultats obtenus. En effet, les lots de germination caractérisés par les plus faibles potentiels osmotiques réduisent significativement la croissance de la radicule ainsi formée. Les difficultés exprimées par les graines pour la prise d'eau dans ces milieux affectent négativement le déroulement de la multiplication et la croissance cellulaires responsables de cette élongation radiculaire. Ces résultats se confirment par les travaux de Fraser *et al.* (1990), Kaur *et al.* (1998), Pessarakli (2001), Taiz et Zeiger (2002) et Schulze *et al.* (2005) qui démontrent que les faibles taux

d'imbibition conduisent probablement à un arrêt de la division et de l'élongation cellulaire au niveau des racines en croissance.

Une humidité élevée empêche la germination des graines dans des conditions de stress hydrique induites par la forte disponibilité d'eau. La disponibilité en eau du sol dépend de l'équilibre entre la dynamique des précipitations et de la capacité du maintien l'eau du sol (schütz *et al.*, 2002). Dans le climat méditerranéen, la pluie tombe imprévisiblement, probablement elle n'est pas suffisantes pour maintenir la teneur en eau du sol dans une valeur critique qui favorise la germination. Dans l'expérience du cycle sec-humide [humidité du sol variant tous les jours de 0 à 100% (capacité de champ)], la germination de quelque broméliacées était d'environ 24% et a eu lieu après 12 à 19 jours consécutifs d'arrosage avec 125 mg d'eau [g sol ps]⁻¹. Avec un approvisionnement continu en eau, la germination des mêmes espèces a dépassé 90% en trois jours (Mantovani et Iglesias, 2008).

Conformément aux résultats obtenus, il ressort que seul le traitement par l'acide gibbérellique (GA₃) a un effet favorable, stimulant la germination des graines de *T. polium* ayant été au préalable inaptes à germer. Cette réponse dépend de la concentration de GA₃ appliquée, dans la mesure où la germination est maximale à une faible concentration (125 ppm). Celle-ci décroît à 200 ppm.

Ces résultats rejoignent ceux de Nadjafi *et al.* (2006) qui ont indiqué que la germination de *T. polium*, d'origine Iranienne, est affectée favorablement par le GA₃.

Aussi, Gumuscu (2014) dans ces travaux sur l'effet de quelques traitements sur la germination des graines de quelques espèces du genre *Sideritis*, indique que le taux de germination le plus élevé a été motionné chez les graines traitées avec du GA₃. En effet, la germination est maximale à la concentration de 100 ppm pour *Sideritis congesta*, *S. condensata* et *S. libanotica* ssp. *Linearis*. Par ailleurs, Afzalifar *et al.* (2015) ont révélé que l'augmentation de la concentration de GA₃ diminue le taux de germination chez *Satureja khuzistanica* et *S. rechingeri* (lamiacées). Par ailleurs, l'application de GA₃ a contribué dans la levée de la dormance des graines chez d'autres espèces de lamiacées, telles que *Stachys alpina* (Pinfield *et al.*, 1972), *Lavandula angustifolia* (Chavagnat, 1978) et *Rosmarinus officinalis* (Madeiras *et al.*, 2009).

Les résultats obtenus montrent aussi que la durée de traitement par le GA₃ pour une concentration donnée (125 ou 200 ppm) a un effet sur le TFG dont les meilleures valeurs sont relevées après 24 heures de traitement. Ces constatations ont été également soulignées par

Khakpoor *et al.* (2015) en indiquant qu'une augmentation de la durée d'exposition des graines de *Salvia verticillata* au GA₃, entraîne une décroissance dans la germination.

Nos résultats ont fait ressortir également que le prétrempage à l'eau distillée combiné à une scarification chimique par l'acide sulfurique n'ont induit aucune germination, ce qui implique que les graines de *T. polium* ne sont pas affectées par une inhibition tégumentaire mais par une dormance embryonnaire qui a été levée par l'action de GA₃. Il est toutefois à noter que la stratification au froid [traitement réputé dans la levée de la dormance embryonnaire des graines (Yang *et al.*, 2007 ; Dashti *et al.*, 2012)], n'a pas favorisé la germination des graines de *T. polium*.

Dans ce contexte, Leo (2013) ayant travaillé sur la germination de vingt-huit espèces appartenant à différentes familles de plante, dont les lamiacées, vingt-trois n'ont affiché aucune réponse à la stratification au froid.

Les graines de la plupart des espèces végétales peuvent être stockées dans des conditions froides et sèches dans des banques pour de longues périodes de temps et ensuite mises à germer. La capacité des graines à rester en dormance est extrêmement précieuse pour la conservation *ex situ* car elle permet aux graines d'un grand nombre d'espèces rares d'être congelées et conservées dans un petit espace, avec un minimum de supervision et à faible coût (Primack *et al.*, 2012). Rao *et al.* (2006) ont indiqué qu'il y a de nombreuses méthodes pour tester la viabilité des semences, mais selon ces auteurs, la méthode la plus précise et fiable est le test de germination. Il existe aussi des tests biochimiques qui ont l'avantage d'être plus rapides, mais qui ne sont pas aussi précis que le test de germination. Ils demandent également des connaissances particulières pour être réalisés et interprétés. Ces tests ne sont généralement pas recommandés pour un usage général pour tester la viabilité des semences dans les banques de gènes.

Dans nos essais préliminaires sur la conservation des graines des taxons testés, il ressort que la température et la durée de stockage affectent de manière significative ($p < 0.05$) leur comportement germinatif. Les résultats indiquent les espèces étudiées ne présentent pas le même comportement. En effet, les graines de *B. hirsuta* et de *T. fontanesii* affichent un maximum de germination après une période de conservation de 2 mois à 20 °C (76 % et 88 % respectivement), alors que chez *M. vulgare*, il est relevé après 1 mois de stockage (73 %). Par ailleurs, il est noté un taux minimum de germination après 2 mois de conservation à 5 °C et pour *B. hirsuta* (45 %) et *T. fontanesii* (55%) et, après 4 mois de stockage pour *M. vulgare* (7

%). Ceci montre que la viabilité des semences varie d'une espèce à une autre même si elles sont mises dans des conditions de stockage identiques.

Pour toutes les plantes, le stockage *ex-situ* nécessite un contrôle de la teneur en eau des graines, et les conservées à des basses températures (FAO/IPGRI, 1994)

Nos résultats corroborent ceux obtenus sur d'autres espèces comme *Citrus limon*, originaire des zones de mousson de l'Asie du Sud, dont la température idéale de stockage est de 5 °C (Purseglove, 1968); ou même -10 °C pour de courtes périodes (Yelenosky, 1978). C'est le cas aussi par exemple de *Dipterocarpus intricatu*, originaire de forêts xérophyte et des régions de savane d'Asie du Sud, cultivé dans des terres allant jusqu'à 1400 m d'altitudes, à une température optimale de stockage de - 6 °C (Tompsett, 1987).

Dans ses travaux sur la conservation de quelques espèces menacées de la Nouvelle-Zélande, Park (2013) a indiqué qu'aucune perte de viabilité des semences a été détectée aux températures de stockage de 20 °C, 5 °C ou -20 °C. Les graines de *Clianthus maximus* gardent une viabilité de 99% après 210 jours de stockage, même pour *Mysotidium hortensium* conservé aux même températures, garde leur pourcentage de germination initial de 85,5% mais la viabilité a diminué progressivement à 30 mois de stockage et pour toutes les températures de conservation.

D'après Harrington (1972), les rôles relatifs à la température et à l'humidité se résument comme suit: -1) pour chaque 5 °C d'abaissement de la température à laquelle les graines sont stockées, leur durée de vie double approximativement, -2) indépendamment de l'effet de la température, pour chaque diminution de 1 % de la teneur en eau des graines, la durée de vie est également doublée.

D'après les travaux de Roberts et Ellis (1977), les grandes longévités sont obtenues si de basses températures, de faibles humidités ou la combinaison judicieuse des deux sont utilisées. Par exemple, les semences d'*Ulmus americana*, qui au moins d'un mois meurent par déshydratation dans les conditions ordinaires, peuvent être conservées pendant 15 ans à - 4 °C, si leur teneur en eau est seulement de 3 % (Côme, 1982). Marchenay et lagarde (1984) avaient proposé une température de stockage régulée entre - 5 et 5 °C pour le moyen terme et entre - 15 et - 20 °C pour le long terme pour les céréales.

Hong et Elis (1996) ont proposé un protocole en trois étapes pour déterminer le comportement de stockage des semences : 1) le séchage à 10% ; 2) si la plupart des graines ont survécu, un séchage supplémentaire à 5% est effectué ; 3) si la plupart des graines ont survécu, celles-ci sont stockées à - 20 ° C pendant trois mois. Si la plupart des graines ont survécu à l'étape 3, elles sont considérés comme orthodoxes.

Conclusion et perspectives

Conclusion et perspectives

A la lumière des résultats obtenus, il ressort que les graines des espèces étudiées germent dans une gamme modérée de températures, de 5 °C à 35 °C. L'optimum thermique de germination pour l'ensemble des espèces est de l'ordre de 20 °C, exception faite pour *S. incana* dont l'optimum correspond à 15 °C. Les résultats auxquels nous avons aboutis dénotent également l'effet dépressif du stress salin et du stress hydrique sur la physiologie de germination dans la mesure où le TFG est inversement proportionnel à la concentration du NaCl et du PEG 6000 dans le milieu. Le seuil de tolérance à la salinité et au déficit hydrique varie d'une espèce à une autre. *T. fontanesii* est parmi les espèces les plus tolérantes étant qu'il est apte à germer à une concentration en NaCl de l'ordre de 12 g/L et à un potentiel hydrique de - 1 MPa. Pour les autres espèces, le seuil de tolérance en NaCl est de 6 g/L pour *B. hirsuta*, *M. vulgare* et *S. incana* ; de 10 g/L pour *S. ocymastrum* ; alors que le seuil de tolérance au potentiel hydrique pour l'ensemble des taxons est équivalent à - 0.5 MPa.

Parmi les graines des taxons étudiés, seules celles de *T. polium* étaient affectées d'une dormance embryonnaire et donc préalablement inaptes à germer. Sur l'ensemble des prétraitements appliqués sur ces graines pour lever cette dormance, seul le prétrempage dans une solution d'acide gibbérellique (GA₃) d'une concentration de 125 ppm pendant 24 h, semble agir favorablement en améliorant leur pouvoir germinatif.

Par ailleurs, les résultats obtenus ont fait ressortir que la température et la durée de conservation agissent sur la viabilité des graines. C'est ce qui a été révélé des premiers essais effectués sur les graines de *B. hirsuta*, *M. vulgare* et *T. fontanesii* qui ont fait ressortir que parmi les températures de conservation testées (- 20, 5 et 20 °C), celle de 20 °C pendant 1 et 2 mois a agit favorablement en maintenant les graines viables. Cette voie de recherche nécessite d'être approfondie et élargie sur d'autres espèces vulnérables, menacées de disparition, dans le but de définir tous les paramètres favorables et essentiels pour une stratégie de conservation efficace à long terme.

Les résultats obtenus ont permis de compléter le corpus des connaissances biologiques édifiées sur les six espèces étudiées, notamment celles relatives à leur comportement germinatif, étape physiologique importante à maîtriser dans le cadre de la conservation *ex-situ*. Dans ce contexte, nous recommandons que des efforts doivent être faits pour développer la technologie post-récolte pour la manipulation correcte des graines des plantes à conserver et les classer en fonction de leur comportement de stockage. Une fois les graines d'une espèce particulière sont classées, il serait essentiel d'élaborer des stratégies complémentaires pour leur conservation en fonction de leur physiologie de stockage. Par exemple, la cryoconservation des embryons des graines non-orthodoxes et l'ultra-séchage des graines orthodoxes offre une alternative efficace et économiquement viable pour la conservation du matériel génétique *ex situ* à long terme et son utilisation dans le futur, dans les programmes de régénération et de restauration.

A titre complémentaire de ce travail, il serait également souhaitable dans le cadre de la conservation *in situ*, d'analyser la dynamique des populations correspondantes à chaque espèce étudiée dans leur habitat et d'établir des programmes de recherche portant sur leur régénération naturelle.

Références bibliographiques

A

Abbad A., Belaqziz R., Bekkouche K., Markouk M. 2011. Influence of temperature and water potential on laboratory germination of two Moroccan endemic thymes: *Thymus maroccanus* Ball. and *Thymus broussonetii* Boiss. Afr. J. Agric. Res. 6: 4740-4745.

Adda A., Sahnoune M., Kaid-Harch M., Merah O. 2005. Impact of water deficit intensity on durum wheat seminal roots. C. R. Biologies 328: 918-927.

Adwan G., Abu-Shanab B., Adwan K., Abu-Shanab F. 2006. Antibacterial Effects of Nutraceutical Plants Growing in Palestine on *Pseudomonas aeruginosa*. Turk J Biol 30 : 239-242.

Afzalifar M., Ghorbani H.G., Pezhmanmehr M., Hadian J. 2015. Seed germination improvement of *Satureja khuzistanica* and *S. rechingeri* (*Lamiaceae*) as valuable endemic medicinal species from Ira. Int. J. Agri. & Agri. R. 7: 93-99.

Alaei S., Khibary Z.M., Rad A.A. 2015. Effect of Different Concentration of Salt and PEG Solution on *Dracocephalum moldavica* Seed Germination and Seedling Early Growth. Biological Forum – An International Journal. 7(1): 1755-1759.

Alcaraz L. 1982. La végétation de l'Ouest d'Algérie. Thèse doc. Université Perpignan. 415p.

Ali Q., Ashraf M. 2011. Induction of Drought Tolerance in Maize (*Zea mays* L.) due to Exogenous Application of Trehalose: Growth, Photosynthesis, Water Relations and Oxidative Defence Mechanism. Journal of Agronomy and Crop Science 197 (4): 258-271.

Almansouri M., Kinet J.M., Lutts S. 2001. Effect of salt and osmotic stresses on germination in durum wheat (*Triticum durum* Desf.). Plant and soil, 231: 243-254.

Altieri M.A. 2004. Linking ecologists and traditional farmers in the search for sustainable agriculture. *Frontiers in Ecology and the Environment* 2: 35–42.

Alvarado V., Bradford K.J. 2002. A hydrothermal time model explains the cardinal temperatures for seed germination. Plant Cell Environ 25(8): 1061-1069.

Amara I., Capellades M., Ludevid M.D., Pages M., Goday A. 2013. Enhanced water stress tolerance of transgenic maize plants over-expressing LEA Rab28 gene. J. Plant Physiol. 170: 864-873.

APG II. 2003. An update of the Angiosperm Phylogeny Group classification for the orders and families of flowering plants. Botanical Journal of the Linnean Society, 141, 399-436.

Ashraf M., Ahmad M.S.A., Öztürk M., Aksoy A. 2012. Crop Improvement Through Different Means: Challenges and Prospects. *Crop Production for Agricultural Improvement* 1-15.

Ashraf M., Rauf H. 2001. Inducing salt tolerance in maize (*Zea mays* L.) through seed priming with chloride salts, growth and ion transport at early growth stages. *Acta Physiol Plant* 23: 407–414.

Autore G., Capasso F., De Fusco R., Fasulo M.P., Lembo M., Mascolo N., Menghini A. 1984. Antipyretic and antibacterial actions of *Teucrium polium* (L.) *Pharmacol. Res. Commun.* 1:16.

Aymonin G. 1980. Stratégies pour la sauvegarde des espèces végétales : quelques aspects récents. *Bull. Soc. Et. Sci. Nat. N.S.* 7 (48) : 24-37.

B

Baba Aissa F. 1999. Encyclopédie des plantes utiles, Flore d'Algérie, Ed. Librairie moderne- Ruiba. pp. 46-47-194-195-231.

Baba Sidi Kassi S. 2010. Effet du stress salin sur quelques paramètres phonologiques (biométrie, anatomie) et nutritionnels de l'Atriplex en vue d'une valorisation agronomique. Mémoire de magistère. Faculté des sciences de la nature et de la vie et sciences de la terre et de l'univers. Université Kasdi Merbah – Ourgla, 75p+Annexe.

Bachiri Y., Gazeau C., Hansz J., et al. 1995. Successful cryopreservation of suspension cells by encapsulation-dehydration. *Plant Cell Tissue Org. Cult.* 43: 241-8.

Bafeel S.O. 2014. Physiological parameters of salt tolerance during germination and seedling growth of Sorghum bicolor cultivars of the same subtropical origin. *Saudi J. Biol. Sci.* 21: 300-304.

Bagheri M., Yeganeh H., Esfahan E.Z., Savadroodbari M.B. 2011. Effects of water stress on seed germination of *Thymus koteschanus* Boiss. and *Hohen* and *Thymus daenensis* Celak. *Middle-East J. Sci. Res.* 8: 726-731.

Bagnouls F., Gaussen H. 1953. Saison sèche et indice xérothermique. *Bull. Soc. Hist. Nat.*, 8 : 193-239.

Baker J., Steel C.H. et Dure LL. 1988. Sequence and characterization of 6 LEA proteins and their genes from cotton. *Plant Mol. Biol.* 11: 277-291.

Bammi J., Douira A. 2004. Contribution à la Connaissance de la Flore Vasculaire de la Forêt de l'Achach, Plateau Central (Maroc). *Acta Botanica Malacitana*, 29: 23-41.

Bannayan M., Nadjafi F., Rastgoo M., Tabrizi L. 2006. Germination properties of some wild medicinal plants from Iran. *Seed Technol.* 1: 80-86.

Barbero M., Bonin G., Loisel R., Quézel P. 1990. Changes and disturbances of forest ecosystems caused by human activities in the western part of the Mediterranean basin, *Vegetatio*, n° 87, p. 151-173

Barton L.V. 1936. Germination of some desert seeds. *Contr. Boyce Thompson Inst.*, 8: 7-11.

Baskin J.M., Baskin C.C. 1998. *Seeds: Ecology, Biogeography, and Evolution of Dormancy and Germination.* Academic Press, San Diego, CA, USA.

Bayer E., Buttler K.P., Finkenzeler X., Grau J. 2005. Guide de la flore méditerranéenne : caractéristiques, habitats, distributions et particularités de 536 espèces. (ed.) Delachaux et Niestlé, Paris, 287 p.

Belaqziz R., Romane A., Abbad A. 2009. Salt stress effects on germination, growth and essential oil content of an endemic thyme species in Morocco (*Thymus maroccanus* Ball.). *J. Appl. Sci. Res.* 5858–5886

Belkheiri O. 2009. Adaptabilité des espèces du genre *Atriplex* aux conditions de salinité et d'aridité. Thèse de doctorat, Université di Sassari (Espagne), 90p.

Belkhodja M. 1996. Action de la salinité sur le comportement physiologique, métabolique, minéral et recherche des marqueurs moléculaires chez la fève (*Vicia faba* L.). Thèse de doctorat d'état en science naturelle. Université d'Es-Senia. Oran. 255p.

Belkhodja M., Bidai Y. 2004. Réponse des graines d'*Atriplex halimus* L. à la salinité au stade de la germination. *Sécheresse* 4(15) :331-334.

Bell D.T. 1999. Australian trees for the rehabilitation of waterlogged and salinity-damaged landscapes. *Aust. J. Bot.* 47: 697-716.

Ben Miled D., Boussaid M., Cherif A. 1986. Tolérance au sel d'espèces annuelles du genre *Medicago* au cours de la germination. Colloque sur les végétaux en milieu aride. Tunisie : Djerba.

Ben naceur M., Rahmoune C., Sdiri H., Meddahi M.L., Selmi M. 2001. Effet du stress salin sur la germination, la croissance et la production en grains de quelques variétés maghrébines de blé. *Sciences et changements planétaires.* *Sécheresse* 3(12):74-167.

Benabdelli K. 1996. Aspects physico-structuraux et dynamique des écosystèmes forestiers faces à la pression anthropozoogène dans les monts de Tlemcen et les mont Dhaya, Algérie occidentale. *Doc. Es-sci. Univ. Djilali Liabes de Sidi Bel Abbés.* 365 p.

Benabdelli K. 1998. Protection de l'environnement, quelques bases fondamentales, appliquées et réglementaire présentation d'une expérience réussie. Édit. Graphi Pub, Sidi-Bel-Abbès, 243 p.

Benata H., Berrichi A.B., Reda Tazi M., Abdelmoumen H., Misbah El Idrissi M. 2006. Effet du stress salin sur la germination, la croissance et le développement de trois espèces légumineuses : *Acacia tortilis* var. *raddiana*, *Leucaena leucocephala* et *Prosopis juliflora*. Le Premier Congrès National sur l'Amélioration de Production Agricole Settat (*Recueil des résumés*).

Benmahioul B., Daguin F., Kaid-Harche M. 2009. Effet du stress salin sur la germination et la croissance in vitro du pistachier (*Pistacia vera* L.). C. R. Biologies 332: 164-170.

Bentham G. 1876. Labiatae. In : Bentham G., Hooker J. D. (Eds), *Genera Plantarum*, Reeve and Co, London, 2, pp. 1160–1223.

Benvenuti S., Andolfi L., Macchia M. 2001. Light and Temperature Dependence for Germination and Emergence of White Horehound (*Marrubium vulgare* L.). *Seeds Seed Technology* 23(2): 138-144.

Benyahia M., Benabdali K., Moueddene K. 2001. Géologie pédologie et système de production dans les monts de Tessala (Sidi Bel Abbès). *Rev. Science de la nature et de l'environnement : Ecosystème*. 1(1) :70-75.

Berjak P., Farrant J.M., Mycock D.J., Pammenter N.W. 1990. Recalcitrant (homoiohydrous) seeds: the enigma of their desiccation sensitivity. *Seed Sci. Technol.* 18:297-310

Bhattacharjee R. 1980. Taxonomic studies in *Stachys* II: A new infrageneric classification of *Stachys* L. *Notes from the Royal Botanical Garden Edinburgh* 38: 65–96.

Binet P., Brunel J.P. 1968. *Physiologie végétale : Photosynthèse*. Paris, Doin (éd.). 793 p.

Blamey M., Grey-Wilson C. 2009. *Toutes les fleurs de méditerranée, les fleurs, les graminées, les arbres et arbustes*. (ed.) Delachaux et Niestlé, Paris, 560 p.

Bois G. 2005. *Ecophysiologie de semis de conifères ectomycorhizés en milieu salin et soclique*. Thèse de doctorat. Université de Marseille. France. 187 p.

Bonner F.T., Vozzo J.A., Elam W.W., Land S.B. 1994. *Tree Seed Technology Training Course. Instructor's Manual. General Technical Report SO-106, Southern Forest Experiment Station, New Orleans, Louisiana.*

Bonnier G. 1990. *La grande Flore française* Ed. Bllin ; Complète. Tome : 09. 25-26. *La Végétation de la France, Suisse et Belgique.*

Bonnier G., Douin R. 1994. *La Grande Flore*. (Ed.) Belin. Paris. 1401p.

Bradstock R.A., Williams J.E., Gill A.M. 2002. *Flammable Australia: the Fire Regimes and Biodiversity of a Continent*. Cambridge University Press, Cambridge.

Botia P., Carvajal M., Cerda A., Martinez V. 1998. “Response of eight Cucumis melo cultivars to salinity during germination and early vegetative growth”. *Agronomie* 18: 503-513.

Bouaouina S., Zid E., Hajji M. 2000. Tolérance à la salinité, transports ioniques et fluorescence chlorophyllienne chez le blé dur (*Triticum turgidum* L.). *CIHEAM–Options Méditerranéennes* : 239-243.

Bouchoukh I. 2010. Comportement écophysologique de deux Chénopodiacées des genres *Atriplex* et *Spinacia* soumises au stress salin. Mémoire de Magistère en Biologie végétale, Université Mentouri –Constantine. 112 p + annexes.

Bouda S., Haddioui A. 2010. Effet du stress salin sur la germination de quelques espèces du genre *Atriplex*. *Nature & Technologie* 5: 72-79.

Boukachabia E. 1993. Contribution à l'étude de quelques mécanismes morphologiques et biochimiques de tolérance à la salinité chez cinq génotypes de blé dur (*Triticum durum* Dest). Mémoire de Magister .université d'Annaba, 108 p.

Boulghalagh J., Berrichi A., El Halouani H., Boukroute A. 2006. Effet des stress salin et hydrique sur la germination des graines du jojoba (*Simmondsia chinensis* [link] schneider). Recueil des résumés. Le Premier Congrès National sur l'Amélioration de Production Agricole, Settat, Maroc, 24 p.

Bouredja N. 2014. Contribution à l'étude de *Retama monosperma* (L.) Boiss. : Recherche des conditions optimales de germination, caractérisation des polysaccharides pariétaux et biométrie des fibres des gousses. Thèse de doctorat, université Djilali Liabès. 127 p.

Bouterfas K., Mehdadi Z., Latreche A., Aouad L. 2014. Pouvoir antimicrobien des flavonoïdes extraits des feuilles de *Marrubium vulgare* (L.) en provenance du mont de Tessala (Algérie occidentale). *Phytothérapie* 12 : 6-14.

Bouterfas K., Mehdadi Z., Latreche A., Cherifi K. 2013. Autoécologie du Marrube blanc (*Marrubium vulgare* L.) et caractérisation de la biodiversité végétale dans le Djebel de Tessala (Algérie Nord-occidentale). *ecologia mediterranea* 39 : 39-58.

Boutfirass M., karrou M. et El Mourid M., 1994. Irrigation supplémentaire et variétés de blé dans les zones semi-arides du Maroc. In : El Gharous M., Karrou M. et El Mourid M. (Eds) ; Aquis et perspectives de la recherche agronomique dans les zones arides et semi-arides du Maroc. INRA-MIAC Eds. Actes de conférence, Rabat 24-27 Mai 1994, Maroc. pp. 176-179.

Bouzidi M.A., Latreche A., Attaoui I., Mehdadi Z., Benyahya M. 2009. «Caractérisation des matorrals et des garrigues à *Urginea pancraticum* Phil. dans le Djebel Tessala (Algérie occidentale), *Physio-Géo*, 3 : 131-149.

Bouzoubaa Z., El Mourid M., Karrou M., El Gharous M. 2001. Manuel d'analyse chimique et biochimique des plantes. Eds INRA Maroc.

Boyer J.S. 1985. Water transport. *Ann Rev plant physiol.* 36: 473-516.

Brändel M. 2006. Effect of temperatures on dormancy and germination in three species in the *Lamiaceae* occurring in northern wetlands. *Wetlands Ecology and Management* 14: 11–28.

Bray E., Ziegler P. 1989. Biosynthesis and degradation of starch in higher plants. *Annual Review of Plant Physiol. and Plant Mol. Bio.* 40: 95-117.

Brinis L. 1995. Effet du stress hydrique sur quelques mécanismes morpho-physiologiques et biochimiques de traits d'adaptations et déterminisme génétique chez le blé dur (*T. durum* Desf.). Thèse de Doctorat D'état en Sciences, 156 p.

Briquet J. 1895–1897. Labiatae. In: Engler, A., Prantl, K. (Eds.), *Die natürlichen Pflanzenfamilien*, Teil 4, Abt. 3a, W. Engelmann, Leipzig, 183–375.

Bruneton J. 2001. Plantes toxiques : végétaux dangereux pour l'homme et les animaux. 2ème Ed : TEC & DOC. Paris. 337 p.

C

Cabeza C., Kin A., Ledent J.F. 1995. Effect of irrigation and tiller removal on development and yield of the main shoot in two wheat cultivars. INRA, Inter drought, **VIII-29**.

Caddick L.R., Wilkin P., Rudall P.J., Hedderson T.A.J., Chase M.W. 2002. Yams reclassified : a recircumscription of Dioscoreaceae and Dioscreales. *Taxon.* 51: 103-114.

Cantino P.D., Harley R.M., Wagstaff S.J. 1992. Genera of Labiatae: status and classification. In: Harley RM, Reynolds T, editors. *Advances in Labiatae Science*. Kew, UK: Royal Botanic Gardens, pp. 511–522.

Casals M.L. 1996. Introduction des mécanismes de résistance à la sécheresse dans un modèle dynamique de croissance et de développement du blé dur. Thèse de Doctorat de l'INRA Paris Grignon, 93 p.

Cavalcante A.D.M.B., De Perez S.C.J.G.A. 1995. Effects of water and salt stresses on germination of *Leucaena leucocephala* (Lam.) de Wit seeds. *Pesquisa Agropecuaria Brasileira*, 30: 281-289.

Chaussat R., Chapon M. 1981. Etude comparative des poids et des propriétés germinatives des grains de l'épillet de quelques *Triticum* sauvages et cultivés. *Bull. Soc. Ecophysiol.* 6(1-2): 15-21.

Chavagnat A. 1978. Etude de la germination des semences de *Lavandula angustifolia* au laboratoire. Seed Sei. Tech. 6: 775-784.

Chaves M.M., Pereira J.S., Maroco J., Rodriques M.L., Ricardo C.P.P., Osorio M.L., Carvatho I., Faria T., Pinheiro C. 2002. How plants cope with water stress in the field photosynthesis and growth. Ann. Bot. 89: 907– 916.

Cherifi K. 2013. Impact de l'action anthropozoogène sur la biodiversité végétale de l'écosystème forestier du Djabel Tessala (Algérie occidentale). Thèse de doctorat, Université Djilali Liabes de Sidi Bel Abbés, Algérie. 108 p.

Cherifi K., Mehdadi Z., Latreche A., Bachir Bouiadjara S.E. 2011. Impact de l'action anthropozoogène sur l'écosystème forestier du mont de Tessala (Algérie occidentale). Sécheresse, 22(3) : 197-206.

Cherifi K., Mehdadi Z., Latreche A., Hazem Z., El Zerey W. 2014. Impact of livestock grazing on the floristic composition: a case study of the mount of Tessala, western Algeria. International Journal of Environment 3: 186-200.

Choudhury R.P., Kumar A.N. 2006 . *Analysis of Indian mint (Mentha spicata) for essential, trace and toxic elements and its antioxidant behaviour.* J Pharm Biomed Anal 41: 825-832

Çiçek N., Cakirlar H. 2002 .The effect of salinity on some physiological parameters in two maize cultivars. Bulg. J. Plant Physiol. 28: 1-8.

Citoglu G., Tanker M., Sever B., Englert J., Anton R., Altanlar N. 1998. Antibacterial Activities of Diterpenoids Isolated from *Ballota saxatilis* subsp. *saxatilis*. Planta Med. 64: 484-485.

Cochrane A., Daws M.I., Hay F.R. 2011. Seed-based approach for identifying flora at risk from climate warming. Austral Ecology 36: 923–935.

Côme D. 1982. Les semences, organes de survie, In « Conservation et stockage des graines et des grains et produits dérivés », Tec et Doc, Lavoisier, Paris. pp. 233-253.

Copeland L.O., Mc Donald M.B. 2004. Principles of Seed Science and Technology. Springer, Dordrecht, Netherlands.

Corme D. 1993. Germination of seeds of some aromatic plants. In: Identification, Preservation, Adaptation, and Cultivation of Selected Aromatic and Medicinal Plants Suitable for Marginal Lands of the Mediterranean Region (Progress report of the EEC CAMAR-Programme No. 8001-CT91-0104, February 1993– August 1993), Mediterranean Agronomic Institute of Chania, pp. 111–126.

Cosentino S., Tuberoso C.I.G., Pisano B., Satta M., Mascia V., Arzedi E., Palmas F. 1999. *In-vitro* antimicrobial activity and chemical composition of Sardinian *Thymus* essential oils. Letters in Applied Microbiology 29 : 130–135.

Coste H. 1998. Flore descriptive et illustrée de la France, de la Corse et des contrées limitrophe. Edition : Librairie scientifique et technique Albert Blanchard. Paris. 1850p.

Cota-Sanchez J.H., Abreu D.D. 2007. Vivipary and offspring survival in the epiphytic cactus *Epiphyllum phyllanthus* (Cactaceae). J. Exp. Bot. 58: 3865-3873.

Cramer G.R. 1993. Response of maize (*Zea Mays* L.) to salinity. In: Handbook of Plant and Crop Stress. Ed. M. Pessarakli, Marcel Dekker, New York, 49-459.

Cromarty A. 1984. Techniques for drying seeds. pp. 88-125 in Seed Management Techniques for Genebanks (J.B. Dickie, S. Linington and J.T. Williams, eds.). International Board for Plant Genetic Resources, Rome.

Cronquist A. 1988. The Evolution and Classification of Flowering Plants. The New York Botanical Garden. New York. 555 p.

Cruziat P. 1991. L'eau et les cultures. In : Techniques agricoles. Fasc. 1165: 30 –31.

D

Daget P.H., David P. 1982. Essai de comparaison de diverses approches climatiques de la méditerranéité. Ecol. Mediter., VIII (1-2) : 33-48.

Darbyshire B. 1974. The function of the carbohydrate units of tree fungal enzymes in their resistance to dehydration. Plant Physiol. 54: 717-721.

Dashti F., Majd F.G., Esna-Ashari M. 2012. Overcoming seed dormancy of mooseer (*Allium hirtifolium*) through cold stratification, gibberellic acid, and acid scarification. Journal of Forestry Research 23(4): 707–710.

Dashti M., Kafi M., Tavakkoli H., Mirza M. 2015. Cardinal temperatures for germination of (*Salvia leriifolia* Benth.). Herba Polonica 61: 5-18.

David J.C., Grongnet J.F. 2001. Les protéines de stress. INRA Prod. Anim., 14(1): 29-40.

De Martino L., Formisano C., Mancini E., De Feo V., Piozzi F., Rigano D., Senatore F. 2010. Chemical composition and phytotoxic effects of essential oils from four *Teucrium* species. Nat Prod Comm 5: 1969–1976.

Debaeke P., Casals M.L., Puech J. 1996. Elaboration du rendement du blé d'hiver en conditions de déficit hydrique.1. Etude en lysimètres. Agronomie 16: 3-23.

Debez A., Chaibi W., Bouzid S. 2001. Effet du NaCl et de régulateurs de croissance sur la germination d'*Atriplex halimus* L. Agriculture. 2(10) : 8-135.

Demir I., Ermis S., Mavi K., Matthews S. 2008. Mean germination time of pepper seed lots (*Capsicum annuum* L.) predicts size and uniformity of seedlings in germination tests and transplant modules. Seed Sci Technol 36: 21-30.

Demonty E., Dixon L., Fort N. 2014. Collection de graines : Conservation et germination des plantes patrimoniales de Provence-Alpes-Côte d'Azur. Conservatoire botanique national alpin, Gap ; Conservatoire botanique national méditerranéen de Porquerolles, Hyères, 152 p.

Dereuddre J., Scottez C., Arnaud Y., Duron M. 1990. Résistance d'apex caulinaires de vitroplants de poirier (*Pyrus communis* L. cv. Beurré Hardy), enrobés dans l'alginat, à une déshydratation puis à une congélation dans l'azote liquide: effet d'un durcissement préalable au froid. CR Acad Sci Paris, Ser 111 ; 310: 317-23.

Diedhiou G.J. 2006. Mechanisms of salts tolerance: Sodium, Chloride, and potassium Homeostasis in two rice lines with different tolerance to salinity stress. Dr. Rer.nat theses. Faculté de biologie. Université de Bielefeld, Allman, 190 p.

Dimitrijević S.I., Mihajlovski K.R., Antonović D.G., Milanović Stevanović M.R., Mijina D.Z. 2007. A study of the synergistic antilisterial effects of a sub-lethal dose of lactic acid and essential oils from *Thymus vulgaris* L., *Rosmarinus officinalis* L. and *Origanum vulgare* L. Food chemistry Journal, 104:774-782.

Dixon L. 2014. La conservation ex-situ d'espèces végétales au conservatoire botanique national méditerranéen de Porquerolles. Scientific Reports of Port-Cros national Park 28: 175-182.

Djebaili S. 1984. Recherches phytosociologiques et écologiques sur la végétation des hautes plaines steppiques et de l'Atlas Sahariens Algériens. Office des Publications Universitaires, Alger. 177p.

Dob T., Dahmane D., Chelghoum C. 2006. Studies on the essential oil composition and antimicrobial activity of the essential oil of *Thymus algeriensis* Boiss et Reuter- The International Journal of Aromatherapy 16: 95-100.

Duke A.J. 1986. Handbook of Medicinal Herbs, CRC Press, Boca Raton, 457 p.

Dumet D., Engelmann F., Chabrillange N., et al. 1993. Importance of sucrose for the acquisition of tolerance to desiccation and cryopreservation of oil palm somatic embryos. Cryo-Letters 14: 243-250.

Dündar E., Akçiçek E., Dirmenci T., Akgün Ş. 2013. Phylogenetic analysis of the genus *Stachys* sect. *Eriostomum* (Lamiaceae) in Turkey based on nuclear ribosomal ITS sequences. Turk J Bot, 37: 14-23.

Duran J.H. 1954. Les sols d'Algérie. Publication des services hydrolyques, Vol 1, Alger. 244p.

E

Ebrahimi S.N., Mirjalili J.H., Sonboli A., Yousefzadi M. 2008. Essential oil composition and antibacterial activity of *Thymus caramanicus* at different phenological stages. Journal Food Chemis 110: 927-931.

Ekhtiari R., Farbodi M., Moraghebi F., Khodabandeh N. 2010. The study of the effect of salinity on germination of *Cuminum cyminum* L. in laboratory condition. Plant and Ecosystem 6(22): 65-74.

Ekim T. 1982. *Teucrium* L. In: Davis PH, editor. Flora of Turkey and the East Aegean Islands, Vol. 7. Edinburgh, UK: Edinburgh University Press, pp. 53–75.

El Fakhri M., Mahboub S., Benchkroun M., Nsarellah N. 2010. Effet du stress hydrique sur les caractéristiques d'enracinement du blé dur (*Triticum Durum* Desf). Revue « Nature et Technologie », 03 : 6-12.

El Midaoui M., Benbella M., Aït Houssa A., Ibriz M., Talouizte A. 2007. Contribution à l'étude de quelques mécanismes d'adaptation à la salinité chez le tournesol cultivé (*Helianthus annuus* L.). Revue HTE 136: 29-34.

El Mourid M., Karrou M., El Gharous M. 1996. La recherche en aridoculture respectueuse de l'environnement. Al Awamia, 92: 69-81.

El-Keblawy A., Al-Rawai A. 2006. Effects of seed maturation time and dry storage on light and temperature requirements during germination in invasive *Prosopis juliflora*. Flora 201, 135–143.

Emberger L. 1930. La végétation de la région méditerranéenne, essais d'une classification des groupements végétaux. Rev. Gén. Bot., 42, 641-662 et 705-721.

Emberger L. 1936-1955. Remarques critiques sur les étages de végétation dans les montagnes marocaines. Bull. Soc. Bot. Suisse, vol. jub. Inst. Rubel 46: 614-631.

Emberger L. 1952. Sur le quotient pluviothermique. C. R. Acad. Sc., 234: 2508-2510.

Emberger L. 1954. Une classification biogéographique des climats. Rec. Trav. Lab. Bot. Géol. Zool. Univ. de Montpellier, série Bot., 7 : 3-43.

Engelmann F. 1997. Importance of desiccation for the cryopreservation of recalcitrant seed and vegetatively propagated species. Plant Genet ResNews, pp. 112: 9-18.

Engelmann F. 1997. In vitro conservation methods. In : Ford-Lloyd BV, Newbury JH, Callow JA, eds. Biotechnology and plant genetic resources : conservation and use. Wellingford : CABI, pp. 119-162.

Engelmann F., Dussert S. 2000. Développement de la cryoconservation pour la conservation des ressources génétiques végétales. Cahier Agricultures 9: 237-245.

Estrelles E., Albert F., Navarro A., Prieto J., Ibars A.M. 1999. Germination behavior of Labiatae SW distributed in the Iberian Peninsula. LIFE 99 NAT/E/006417, European Commission and Generalitat Valenciana.

F

Fahy G.M., MacFarlane D.R., Angell C.A., et al. 1984. Vitrification as an approach to cryopreservation. Cryobiology 21: 407-26.

Fallahi J., Aghhavan Shajari M. 2010. Effect osmotic and salinity stresses on germination and seedling growth indices of artichoke (*Cynara scolymus*) and purple coneflower (*Echinacea purpurea*). Environmental Stresses in Crop Sciences 3(2): 165-176.

FAO/IPGRI, 1994. Genebankstandards. Rome: Food and Agriculture Organization of the United Nations and International Plant Genetic Resources Institute.

Farooq M.A., Wahid N., Kobayashi D.F., Basra S.M.A. 2009. Plant drought stress: effects, mechanisms and management. Agronomy for Sustainable Development 29: 185–212.

Feliachi K., Amroune R., Khaldoune F. 2001. Impact de la sécheresse sur la production des cereals cultivées dans le Nord de l'Algérie: céréaliculture N0 35.ED. ITGC. Algérie.

Fellah S., Romdhane M., Abderraba A. 2006. *Extraction et étude des huiles essentielles de la salvia officinalis L. cueillie dans deux régions différentes de la Tunisie.* J. Soc. Alger. Chim.16: 193-202.

Fenner M., Thompson K. 2005. The Ecology of Seeds. 1st Edn., Cambridge University Press, Cambridge, UK., ISBN: 0521653681, 264 p.

Fertout-Mouri F., Latreche A., Mehdadi Z., Toumi-Bénali F., Bassou D. 2014. The effect of altitude and development stage on the synthetic activity of some polyphenols in *Teucrium polium* (L.) in Tessala mountains (Western Algeria). Advances in Environmental Biology 8(22) : 193-201.

Fraser T.E., Silk W.K., Rost TL. 1990. Effect of low water potential on cortical cell length in growing region of maize roots. Plant Physiology 93: 648-651.

G

Gachkar L., Yadegari D., Rezaei M., Taghizadeh M., Astaneh S., Rasooli I. 2007. *Chemical and biological characteristics of Cuminum cyminum and Rosmarinus officinalis essential oils*. Food Chemistry 102: 898-904.

Garrec J.P., Peulon V. 1989. Traitement, entretien et gestion des arbres en villes. Rev. For. Fr : 233-245.

Gasque, M., García-Fayos P. 2003. Seed dormancy and longevity in *Stipa tenacissima* L. (Poaceae). Plant Ecology 168: 279–290.

Gate P.H. 1995. Ecophysiologie du blé. ISBN 2 – 7430 – 0046 – 5. (ed.) Tec et Doc Lavoisier, 429 p.

Genoux C., Putzola F., Maurin G. 2000. La Lagune méditerranéenne : Les plantes halophiles. TPE. 1^{ère} S-2, 22 p.

Ghavami N., Ramin A.A. 2007. Salinity and Temperature Effects on Seed Germination of Milk Thistle. Communications in Soil Science and Plant Analysis 38: 2681–2691.

Gholami M., Mokhtarian F., Baninasab B. 2015. Seed Halopriming Improves the Germination Performance of Black Seed (*Nigella sativa*) under Salinity Stress Conditions. J. Crop Sci. Biotech. 18(1): 21-26.

Gill P.K., Sharma A.D., Singh P., Bhullar S.S. 2003. Changes in germination, growth and soluble sugar contents of *Sorghum bicolor* L. Moench seeds under various abiotic stresses. Plant Growth Regulation 40(2): 157-162.

Gill S.S., Tuteja N. 2010. Reactive oxygen species and antioxidant machinery in abiotic stress tolerance in crop plants. Plant Physiology and Biochemistry 48: 909–930.

Gimeno-Gilles C., Lelievre E., Viau L., Malik-Ghulam M., Ricoult C., Niebel A., Leduc N., Limami A.M. 2009. ABA-Mediated Inhibition of Germination Is Related to the Inhibition of Genes Encoding Cell-Wall Biosynthetic and Architecture: Modifying Enzymes and Structural Proteins in *Medicago truncatula* Embryo Axis. Mol Plant 2: 108-119.

Godefroid S., Piazz C., Rossi G., et al. 2011. How successful are plant species reintroductions. *Biological Conservation* 144: 672–82.

Gomez-campo C. 1985. Seed banks as an emergency conservation strategy. In Gomez-campo C. (ed.), “Plant conservation in the mediterranean area”. Dr. W. Junk Publ., Dordrecht, pp : 237-247.

Gorai M., Gasmi H., Neffati M. 2011. Factors influencing seed germination of medicinal plant *Salvia aegyptiaca* L. (*Lamiaceae*). Saudi Journal of Biological Sciences 18: 255–260.

Gouyon P.H. 2010. Aux origines de la biodiversité: les ressources génétiques. In Aux origines de l’environnement. Eds : P.H. Gouyon et H. Leriche. Fayard, Paris, pp. 99-109.

Govaerts R., Paton A., Harvey Y., Navarro T., Del Rosario G.P.M. 2013. World Checklist of Lamiaceae. The Board of Trustees of the Royal Botanic Gardens, Kew. Website: www.kew.org/wcsp/ [accessed on 25 February 2013].

Greenway H et Munns R. 1980. Mechanism of salt tolerance in non-halophytes. Annual Review of Plant Physiology (31):149-190.

Greuter W., Burdet H.M., Long G. 1986. Eds. Med-Checklist. Conservatoire et Jardins Botaniques, Genève 3: 292–295.

Grey-Wilson C., Balamey M. 2014. Guide des fleurs de montagne. (ed.) Delachaux et Niestlé, Paris. 384p.

Groome M.C., Axler S.R., Gifford D.J. 1991. *Hydrolysis of lipid* and protein reserves in loblolly pine seeds in relation to protein electrophoretic patterns following imbibition. Physiol. Plant. 83: 99- 106.

Guan B., Zhou D., Zhang H., Tian Y., Japhet W., Wang P. 2009. Germination responses of *Medicago ruthenica* seeds to salinity, alkalinity, and temperature. J. Arid Environ. 73: 135–138.

Guerrant E.O. et al. 2004. Ex situ conservation supporting species survival in the wild. Island press. Washington.

Guignard J.L. 2001. Botanique systématique moléculaire. Masson, Paris.

Guignard J.L., Dupont F. 2004. Botanique: Systématique moléculaire. 13^{ème} éd. Masson, 237 p.

Gumuscu A. 2014. Seed germination of some endemic *Sideritis* species under different treatments. Med. Aromat. Plant Res. J. 2(1): 1-5.

Gutterman Y. 2002. Survival strategies of annual desert plants. Adaptations of desert organism. Berlin, Heidelberg, New York, Springer. 348 p.

H

Hagemeyer J., 1996. Salt. In Plant Ecophysiology. New York : John Wiley & Sons, Inc., 176-181.

Halitim A., 1988. Sols des régions arides d'Algérie. Ed. OPU. Alger. 140p.

Hardegre S.P., Emmerich W. E. 1994. Seed germination response to polyethylene glycol (PEG 6000) solution depth. Seed. Sci & Technol. 22: 1-7.

Harley R. M., Atkins S., Budantsev A., Cantino P. D., Conn B., Grayer R. J., Harley M. M., de Kok R.P.J., Krestovskaja T., Morales A., Paton A.J., Ryding O.,

Upson T. 2004. Labiatae. In Kadereit J.W. (ed.) The Families and Genera of Vascular Plants, 7, 167-275.

Harrington J.F. 1972. Seed storage and longevity, In Koslowski T. T. "Seed Biology", Academic Press, New York-London. pp. 145-245.

Hassani A., Dellal A., Belkhodja M., Kaid-Harche M. 2008. Effets de la salinité sur l'eau et certains osmolytes chez l'orge (*Hordeum vulgare*). European journal of Scientific Research. 23(1): 61-69.

Hayak T., Bensalem M., Zidi E. 2000. Mécanisme ou stratégie de résistance à la sécheresse : cas du blé, de l'orge et du Triticale. Options Méditerranéennes Zaragoza, 40 : 287-290.

Heller R., Esnault R., Lance C. 1990. Abrégés de physiologie végétale (Tome II). Masson (ed.) Paris, 266 p.

Hireche M. 2004. Effets des plantes médicinales sur les maladies cardiovasculaires. Diplôme d'étude supérieur en biochimie. Université d'Es-Senia, Oran.

Hong T.D., Ellis R.H. 1996. A protocol to determine seed storage behaviour. IPGRI technical bulletin n°1. International Plant Genetic Resources Institute, UK, 61 p.

Hopkins W.G. 2003. Physiologie végétale. 2ème édition. De Boeck, Bruscelles:476 p.

Hsiao T.C., O'Toole J.C., Yambao E.B., Turner N.C. 1984. Influence of osmotic adjustment on leaf rolling and tissue death in rice (*Oryza sativa* L.). Plant Physiol. 75: 338-341.

I

IBPGR. 1982. Report of the first meeting of the IBPGR ad hoc advisory committee on seed storage. Intl. Board for Plant Genet. Resources Secretariat, Rome.

Ingram J., Bartlq D. 1996. The molecular basis of dehydration tolerance in plants. Annula Review of Plant Physiol. And plant mol. Biolo. 47: 377-403.

International Seed Testing Association. 1993a. International rules for seed testing. Rules 1993. Seed Sci. And Technol.21: 1-75.

International Seed Testing Association. 1993b. International rules for seed testing. Annexes 1993. Seed Sci. And Technol.21: 79-287.

IUCN. 2005. International Union for conservation of nature (A guide to medicinal plant in North Africa. (ed.) IUCN center for Mediterranean cooperation, Spanish, 256 p.

J

Jabnoue M. 2008. Adaptation des plantes au stress salin : caractérisation des transporteurs de sodium et de potassium de la famille HKT chez le riz. Thèse doctorat, Montpellier Supagro 289 p.

Jami Al-Ahmadi M., Kafi M. 2007. Cardinal temperatures for germination of *Kochia scoparia* L. J Arid Environ 68: 308-14.

Joffre R., Rambal S., Ratte J.P. 1999. The dehesa system of southern Spain and Portugal as a natural ecosystem mimic. Agroforestry Syst. 45: 57-79.

Johnson R.C. 2008. Gene Banks Pay Big Dividends to Agriculture, the Environment, and Human Welfare Plos biology 6: e148.

Judd W.S., Campbell C.S., Kellogg E.A., Steven P. 2002. Botanique systématique: Une perspective phylogénétique. 1ere Ed : Paris et Bruxelles. pp. 369-384.

K

Kaabeche M. 1990. Les groupements végétaux de la région Boussaâda. Thèse de Doctorat en Science. Univ. Paris Sud : Orsay. 162 p.

Kadis C.C., Georghiou K. 2010. Seed dispersal and germination behavior of three threatened endemic labiates of Cyprus. Plant Spec. Biol. 25: 77-84.

Kartha K.K., Engelmann F. 1994. Cryopreservation and germplasm storage. In : Vasil IK, Thorpe TA, eds. Plant cell and tissue culture. Dordrecht : Kluwer, pp. 195-230.

Kaur S., Gupta A.K., Kaur N. 1998. Gibberellic acid and kinetin partially reverse the effect of water stress on germination and seedling growth in chickpea. Plant Growth Regulation 25: 2933.

Kaya M.D., Okcu G., Atak M., Cıkhı Y., Kolsarıcı O. 2006. Seed treatments to overcome salt and drought stress during germination in sunflower (*Helianthus annuus* L.). European Journal of Agronomy 24(4): 291–295.

Kechar K., Hellal B., Ayad N., Benahmed-Djilali A. 2015. Enquête ethnobotanique sur la *Ballota hirsuta* Benth à Sidi Bel Abbes (Algérie). Phytothérapie. *In press*

Khajeh-Hosseini M., Lomholt A., Matthews S. 2009. Mean germination time in the laboratory estimates the relative vigour and field performance of commercial lots of maize. Seed Sci Technol 37: 446-461.

Khakpoor A., Bibalani G.H., Mahdavi S.K. 2015. Optimal treatment increased the seed germination of *Salvia verticillata* (L.). J. BioSci. Biotechnol. 4(3): 255-262.

Khalesro S., Salehi M., Mahdavi B. 2015. Effect of humic acid and salinity stress on germination characteristic of savory (*Satureja hortensis* L.) and dragonhead (*Dracocephalum moldavica* L.). Biological Forum 7(2): 554-561.

Khan M.A., Gulzar S. 2003. Germination responses of *Sporobolus ioclados*: a saline desert grass. Journal of Arid Environments 53: 387–394.

Khan M.A., Hamid A., Salahuddin A.B.M., Quase A., Karim M.A. 1997. Effect of sodium chloride on growth, photosynthesis and mineral ions accumulation of different types of rice (*Oryza sativa*). J. Agronomy and science 10: 149-161.

Kharoubi A. 1996. Etude comparée de deux variétés algériennes de blé dur (*Triticum durum* DESF.) : Esituation de déficit hydrique et d'un excès de NaCl. DES en gestion et développement des milieu intrtropicals. GEMBOUX, 4–11.

Khoshsokhan F., Babalar M., Chaghazardi H.R., Fatahi Moghadam M.R. 2012. Effect of salinity and drought stress on germination indices of two *thymus* species. Cercetări Agronomice în Moldova 45 (1): 27-35.

Kiani P. 2007. Analyse génétique des réponses physiologiques du tournesol (*Helianthus annuus* L.) soumis à la sécheresse. Thèse Doctorat de l'Institut National Polytechnique de Toulouse.

Kikken R. 1962. *Géologie et stratigraphie des monts de Tessala*. Édit. FOUQUET, Oran, 220 p.

Koger C.H., Reddy K.N., Poston D.H. 2004. Factors affecting seed germination, seedling emergence and survival of texasweed (*Capersonia palustris*). Weed Science 52: 989–995.

Kotowski F. 1962. Temperature relations to germination of veg. Seeds Proc. Am. Soc. Hort. Sci. 23: 176-184.

Krestovskaya T.V. 2003. A new subgenus of the genus *Stachys* (Lamiaceae). Botanicheskii Zhurnal 88: 94–97.

Krishnapillay B., Mansor M., Yap S.K., Chua L.S.L., Ang K.C., Bakar S.A.A., Salleh Z. 1991. Determination of seed testing standards - moisture content of *Hopea odorata* seeds. J. Tropical For. Sci.4: 170-178.

L

Lamaze T., Tousch D., Sarda X., Grignon C., Depigny-This D., Monneveux P., Belhassen E. 1994. Résistance de plantes a la sécheresse: mécanismes physiologiques. Le sélectionneur Français, 45: 75-85.

Larcher W., 1995. Plant under stress. In, *Physiological Plant Ecology*. 3^{ème} ed. Springer: 321-448.

Le Houerou, H.N. 1968. La désertisation du Sahara septentrional et des steppes limitrophes. *Annales Algériennes de Géographie*, 6: 2–27.

Le Houerou H.N. 1980. L'impact de l'homme et de ses animaux sur la forêt méditerranéenne - Forêt Méditerranéenne. Tome II numéro 1, juillet 1980 - pp. 31-44.

Le Houerou H.N. 1995. Bioclimatologie et biogéographie des steppes arides du Nord de l'Afrique. *Opt. Médit.*, série Bull. n °10 CIHEAM, Montpellier, 396p.

Lee S.J., Umamo K., Shibamoto T., Lee K.G. 2007. *Identification of volatile components in basil (Ocimum basilicum L.) and thyme leaves (Thymus vulgaris L.) and their antioxidant properties.* *Food Chemistry* 91: 131-137.

Legkobit M.P., Khadeeva N.V. 2004. Variation and Morphogenetic Characteristics of Different *Stachys* Species during Microclonal Propagation. *Russian Journal of Genetics*, 40(7) : 743–750.

Leistner O.A. 2000. Seed Plants of Southern Africa: Families and Genera. *Strelitzia* 10. National Botanical Institute, Pretoria, South Africa.

Lemzeri H. 2006. Réponses écophysiologicals de trois espèces forestières du genre *Acacia*, *Eucalyptus* et *Schinus* (*A. cyanophylla*, *E. gomphocephala* et *S. mölle*) soumises à un stress salin. Mémoire de magistère, Université de Mentouri Constantine, 180 p + annexe.

Leo J. 2013. The Effect of Cold Stratification on Germination in 28 Cultural Relict Plant Species. *Självständigt arbete vid LTJ-fakulteten, SLU*. 58 p.

Levigner A, Lopez F, Varisuyt G, Berthomien P et Casse-Delbar T., 1995. Les plantes face au stress salin. *Cahier d'agriculture* 4: 263-273.

Luttge U, Kluge M et Bauer G. 2002. Botanique. 3^{ème} édition, *Tec et Doc Lavoisier*, Paris: 439- 450.

M

Madeiras A.M., Boyle T.H., Auti W.R. 2009. Gibberellic Acid, Scarification, and Seed Lot Influence on Rosemary Seed Germination. *Seed Technol.* 31: 55-65.

Madoui A. 2002. Les incendies de forêt en Algérie: Historique, bilan et analyse." *Forêt méditerranéenne* 23(1): 23-30.

Maillard J. 2001. Le point sur l'Irrigation et la salinité des sols en zone sahélienne. Risques et recommandations. *Handicap International*, 34p.

Mantovani A., Iglesias R.R. 2008. Factors limiting seed germination of terrestrial bromeliads in the sandy coastal plains (restinga) of Maricá, Rio de Janeiro, Brazil. *Rodriguésia* 59:135-150.

Maraghni M., Gorai M., Neffati M. 2010. Seed germination at different temperatures and water stress levels, and seedling emergence from different depths of *Ziziphus lotus*. *South African Journal of Botany* 76: 453–459.

Marchenay P., Lagarde M.F. 1987. A la recherche des variétés locales de plantes cultivées : Guide méthodologique. Conservatoire botanique national de Porquerolles (Organisme). 211p.

Marmey F. 1958. Contribution a l'étude morphologique et anatomique du genre *Marrubium* au Maroc. *Travaux Inst. Sc. Chér. Série Botanique*. Rabat. 14 : 122p.

Marzouk Z., Neffati A., Marzouk B., Chraief I., Fatiha K., Chekir Ghedira L., Boukef K. 2006. Chemical composition and antibacterial and antimutagenic activity of Tunisian *Rosmarinus officinalis* L. oil from Kasrine. *Food, Agriculture & Environment (JFAE)*.4:61-65.

Maxted N. 2001. *Ex situ, in situ* conservation. In S. A. Levin (ed.), *Encyclopedia of biodiversity* 2 : 683-696. Academic Press, San Diego, CA.

Mazliak P. 1982. physiologie végétale et métabolisme, Herman (éd.), Paris. 230 p.

Mazur P. 1984. Freezing of living cells : mechanisms and applications. *Am. J. Physiol.* 247 p.

Meddour R., Derridj A. 2007. Les banques de semences : une stratégie de conservation EX SITU des plantes et endémiques. *Revue Campus* (5) : 71-79.

Meot-Duros L., Magné C. 2008. Effect of salinity and chemical factors on seed germination in the halophyte (*Crithmum maritimum* L.). *Plant Soil* 313: 83–87.

Mguis k., Albouchi A., Ben Brahim N., 2011. Effect of temperature and salinity on germination of *Ruta graveolens* L. *Acta Bot. Gallica* 158(4): 645-652.

Michael B.E., Kaufman M.R. 1973. The osmotic potential of Polyethylene Glycol 6000. *Plant Physiol.* 51 (5): 914-916.

Miller R.E., Mc Conville M.J., Woodrow I.E. 2006. Cyanogenic glycosides from the rare Australian endemic rainforest tree *Clerodendrum grayi* (*Lamiaceae*). *Phytochemistry* 67: 43-51.

Milton S.J. 1995. Spatial and temporal patterns in the emergence and survival of seedlings in arid Karoo shrubland. *Journal of Tropical Ecology* 7: 145–156.

Missoumi A., Mederbal, K., Benabdelli K. 2002. Apport des Systèmes d'information géographiques dans la prévention et la lutte contre les incendies de forêts: Exemple de la forêt domaniale de Kouneïdat, Algérie." *Forêt méditerranéenne* 23(1): 11-22.

Morales R. 1997. Synopsis of the genus *Thymus* L. in the mediterranean area. *Logascalia* 19 : 249-262.

Morgan J.M., Hare R.A. et Fletcher R.J. 1986. Variation in osmoregulation in bread and durum wheats and its relationship to grain yields in a range of field environments. *Aust J Agric Res.*, 37: 449-57.

Morot-Gaudry J.F., Moreau F., Prat R., Maurel C., Sentenac H. 2009. Biologie végétale, Nutrition et métabolisme. Paris, France Duno (éd.).

Munns R., Richard A.J., Lauchli A. 2006. Approaches to increasing the salt tolerance of wheat and other cereals. *Journal of Experimental Botany*, 57 (5): 1025-1043.

N

Nabil M., Coudret A. 1995. Effects of sodium chloride on growth, tissue elasticity and solute adjustment in two *Acacia nilotica* subspecies. *Physiologia plantarum* 93: 217-224.

Nadjafi F., Bannayan M., Tabrizi L., Rastgoo M. 2006. Seed germination and dormancy breaking techniques for *Ferula gummosa* and *Teucrium polium*. *J. Arid Envir.* 64: 542–547.

Naghbi F., Mosaddegh M., Mohammadi M.S., Ghorbani A. 2005. Labiatae Family in folk Medicine in Iran: from Ethnobotany to Pharmacology- *Iranian Journal of Pharmaceutical Research* 2: 63-79.

Navarro T., El Oualidi J. 2000. Trichome morphology in *Teucrium* L. (Labiatae): a taxonomic review. *Anales Jard Bot Madrid* 57: 277–297.

Ndour P et Danthu P. 2000. Effet des contraintes hydrique et saline sur la germination de quelques acacias africains. *Projet National de Semences Forestières du Sénégal*. 11 p.

Nelson M.P., Vucetich J.A. 2009. On Advocacy by Environmental Scientists: What, Whether, Why, and How. *Conservation biology* 23: 1090–1101.

Neumann P.M. 1993. Rapid and reversible modifications of extension capacity of cell walls in elongating maize leaf tissues responding to root addition and removal of NaCl. *Plant Cell Environ.* 16: 1107-1114.

Neumann P.M., Azaizeh H., Leon D. 1994. Hardening of root cell walls: A growth inhibitory response to salinity stress. *Plant Cell Environ.* 16: 303-309.

Nickavar B., Mojab F., Dolat-Abadi R. 2005. Analysis of the essential oils of two *Thymus* species from Iran- *Food Chemistry* 90: 609–611.

Nino T., Sakai A., Yakuwa H., et al. 1992. Cryopreservation of in vitro-grown shoot tips of apple and pear by vitrification. *Plant Cell Tissue Org. cult.* 28: 261-266.

Noumi Z., Ouled Dhaou S., Chaieb M. 2010. Seed germination characteristics of *Periploca angustifolia* Labill. and *Rhus tripartita* (Ucria) Grande: effects of temperature, salinity and water stress. *Acta Bot. Gallica* 157 : 317-327.

O

Oberczian G., Bernath J. 1988. The germination of *Salvia officinalis* L. and *Salvia sclarea* L. seeds affected by temperature and light. *Herba Hung* 27: 31–38.

Obon de Castro C., Nunez D.R. 1994. Phanerogamarum Monographiae Tomus XXI: A Taxonomic Revision of the Section *Sideritis* (Genus *Sideritis*) (*Labiatae*), J. Cramer, Berlin.

Olivier F.C., Annandale J.G. 1998. Thermal time requirements for the development of green pea (*Pisum sativum* L.). *Field Crop Res* 56: 301-307.

Ouerghi Z, Zid E, Hajji M et Soltani A. 1998. Comportement physiologique du blé dur (*Triticum durum* L.) en milieu salé. *CIHEAM - Options Méditerranéennes* : pp. 309- 331.

Ozenda P. 1977. Flore du Sahara. Paris, C.N.R.S., 622 p.

P

P.D.A.U. 2005. Rapport final de synthèse du plan de développement et d'aménagement urbain de la commune de Tessala. Document de 75p. ANAT., annexe de Sidi Bel Abbes.

Panis B. 1995. Cryopreservation of banana (*Musa* spp.) germplasm. Dissertationes de Agricultura, Katholieke Universiteit Leuven, Belgium, 205 p.

Park M.J. 2013. Seed storage behaviour of New Zealand's threatened vascular plants, Doctoral thesis, Massey University, New Zealand. 195 p.

Patzak A. 1962. *Ann. Naturh. Mus. Wien*, pp. 57-86.

Pedersen J.A. 2000. Distribution and taxonomic implications of some phenolics in the family *Lamiaceae* determined by ESR spectroscopy. *Biochem. Syst. Ecol.* 28 : 229–253.

Perez-Garcia F., Hornero J., Gonzalez-Benito M.E. 2003. Interpopulation variation of five Mediterranean Labiatae shrubby species. *Isr. J. Plant Sci.* 51: 117-124.

Pessaraki M. 2001. Physiological responses of Cotton (*Gossypium hirsutum* L.) to salt stress. In: *Handbook of Plant and Crop Physiology*. Marcel Dekker, Inc. New York: 681-696.

Pinfield N.J., Martin M.H., Stobart A.K. 1972. The control of germination in *Stachys alpina* (L.). *New Phytol.* 71 : 99-104.

Piozzi F., Bruno M. 2011. Diterpenoids from Roots and Aerial Parts of the Genus *Stachys*. Rec. Nat. Prod. 5: 1-11.

Pouget M. 1980. Les relations sol végétation dans les steppes Sud Algéroises. Travaux et documentation. OSTROM. n° 116. Paris. 555p.

Primack R.B., Sarrazin F., Lecomte J. 2012. Biologie de la conservation. (ed.) DUNOD. Paris. 359p.

Purseglove J.W. 1968. Tropical Crops, Dicotyledons, Longman, London.

Q

Qin J., Dong W.Y., He K.N., Yu Y. et al. 2010. NaCl salinity induced changes in water status, ion contents and photosynthetic properties of *Shepherdia argentea* (Pursh) Nutt. Seedlings. Plant Soil Environ 56: 325-332

Quezel P. et Santa S. 1962. Nouvelle flore d'Algérie et des régions désertiques Méridionales, Tome II, Ed. CNRS Paris, 565 p.

R

Rahmoune C, Seridi R, Paul R et Drez P. 2000. Influence on Zn concentration in solution Applied to leaves and Roots on the absorption and translocation of Cd by leave. *Agricultural Sciences*, 27: 72-77.

Rahmoune C., Maalem S., Kadri K. et Ben Naceur M. 2008. Etude de l'utilisation des eaux fortement salées pour l'irrigation des plantes du genre *Atriplex* en zones semi arides. *Revue des régions arides*, 21(2): 924-929.

Ramezani E., Ghajar Sepanlou M., Naghdi Badi H.A. 2011. Evaluation of potential germination of echium seeds (*Echium amoenum* Fisch. & Mey.) in saline conditions. *Watershed Management Research* (Pajouhesh & Sazandegi) 91: 80-87.

Ramin A.A. 1997. The influence of temperature on germination taree irani. *Seed Sci Technol* 25(3): 419-426.

Ramirez-Padilla C.A., Valverde T. 2005. Germination responses of three congeneric cactus species (*Neobuxbaumia*) with differing degrees of rarity. *J. Arid Environ.* 61: 333-343.

Rao N.R., Hanson J., Dulloo, M.E., Ghosh K., David N.D., Larinde M. 2006. Manuel de manipulation des semences dans les banques de gènes, Bioversity International. 181p.

Rasanen L.A. 2002. Biotic and abiotic factors influencing the development of N₂-fixing symbioses between rhizobia and the woody legumes *Acacia* and *Prosopis*. Academic dissertation in microbiology. Helsinki. Thesis. 80 p.

Rasooli I., Rezaei M.B., Allameh A. 2006. Ultrastructural studies on antimicrobial efficacy of thyme essential oils on *Listeria monocytogenes*. *International Journal of Infectious Diseases* 10: 236-241.

Rechinger K.H., Hedge I.C. 1982. *Flora Iranica*. Akademische Druck Verlagsanstalt, Graz Austria 360-361.

Redondo S., Rubio-Casal A.E., Castillo J.M., Luque C.J., Alvarez A.A., Luque T., Figueroa M.E. 2004. Influences of salinity and light on germination of three *Sarcocornia* taxa with contrasted habitats. *Aquat Bot* 78(3): 255–264.

Redondo-Gomez S., Mateos-Naranjo E., Wharmby C., Davy C.J., Figueroa M.E. 2007. Bracteoles affect germination and seedling establishment in Mediterranean population of *Atriplex portulacoides*. *Aquatic Botany* 86: 93-96.

Reed B.M., Chang Y. 1997. Medium- and long-term storage of in vitro cultures of temperate fruit and nut crops. In: Razdan MK, Cocking EC, eds. *Conservation of plant genetic resources in vitro*. Vol. 1: General aspects. Enfield : Science Publishers Inc.: pp. 67-105.

Rejili M., Vadel M.A., Neffatp M. 2006. Comportements germinatifs de deux populations de *Lotus creticus* (L.) en présence du NaCl. *Revue des Régions Arides*, 17: 65-78.

Renard J.L., Quillec G. 1975. L'Helminthosporiose du cocotier. Etudes préliminaires. *Oléagineux* 30(5): 209-213.

Rios-Rojas L., Tapia F., Gurovich L.A. 2014. Electrophysiological assessment of water stress in fruit-bearing woody plants. *J. Plant Physiol.* 171: 799-806.

Robertson M.M. 2006. Emerging ecosystem service markets: trends in a decade of entrepreneurial wetland banking. *Frontiers in ecology and the environment* 4: 297-302.

Roberts E.H., Ellis R.H. 1977. Prediction of seed longevity at sub-zero temperatures and genetic resources conservation, *Nature*. pp. 431-432.

Rojas-Arechiga M., Vazquez-Yanes C., Orozco-Segovia A. 1998. Seed response to temperature of Mexican cacti species from two life forms: An ecophysiological interpretation. *Plant Ecol.*, 135: 207-214.

Rota M.C., Herrera A., Martinez R.M., Sotomayor J.A., Jordan M.J. 2008. *Effect of bioclimatic area on the essential oil composition and antibacterial activity of (Rosmarinus officinalis L.)* *Food Control* 19: 681-687.

Rundel P.W. 1996. Monocotyledonous geophytes in the California flora. *Madrono*, 43: 355-368.

Rush D.W et Epstein E. 1981. Breeding and selection for salt-tolerance by incorporation of wild germplasm into a domestic tomato. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 106: 699-704.

S

Saeidnejad A.H., Kafi M., Pessaraki M. 2012. Evaluation of cardinal temperatures and germination responses of four ecotypes of *Bunium persicum* under different thermal conditions. *International Journal of Agriculture and Crop Science* 4(17): 1266–1271

Safarnejad A., Mohammaddoust-Shiri A.R., Hamidi H. 2011. Evaluation of salinity tolerance at seedling growth of *Dorema ammoniacum*. *Journal of Science and Technology of Greenhouse Culture* 5: 1-10.

Saha P., Chatterjee P., Biswas A.K. 2010. NaCl pretreatment alleviates salt stress by enhancement of antioxidant defense system and osmolyte accumulation in mungbean (*Vigna radiata* L. Wilczek). *Indian J. Exp. Biol.* 48: 593-600.

Saidj F. 2006. Extraction de l'huile essentielle de thym: *Thymus numidicus kabylica*-Thèse de magistère en Technologie des hydrocarbures, Département génie des procédés chimiques et pharmaceutiques; université M'Hamed Bougara – Boumerdes.

Sakai A. 1997. Potentially valuable cryogenic procedures for cryopreservation of cultured plant meristems. In : Razdan MK, Cocking EC, eds. Conservation of plant genetic resources in vitro. Vol. 1 : General aspects. Enfield : Science Publishers Inc, pp. 53-66.

Sakai A., Kobayashi S., Oiyama I. 1990. Cryopreservation of nucellar cells of navel orange (*Citrus sinensis* Osb. var. *brasiliensis* Tanaka) by vitrification. *Plant Cell Rep*, 9: 30-33.

Sarda X., Vansut G., Tusch D., Casse-Delbart F., Lamaze T. 1992. Les signaux racinaires de la régulation stomatique. In Tolérance à la sécheresse des céréales en zone méditerranéenne. Les colloques de l'INRA, n° 64 (Paris).

Sasaki S. 1980. Storage and germination of dipterocarp seeds. *Malays. Forester* 43:290-308

Schäfer-Menuhr A., Mix-Wagner G., Schumacher H.M. 1997. Cryopreservation of potato cultivars - design of a method for routine application in genebanks. *Acta Hort.* 447 : 477-82.

Schulze E.D., Beck E., Muller-Hohenstein K. 2005. Plant ecology. Edition Springer Berlin- Heidelberg. 692 p.

Schütz W., Milberg P., Lamont B.B. 2002. Germination requirements and seedling responses to water availability and soil type in four eucalypt species. *Acta Oecologica* 23:23-30.

Seidel V., Bailleul F., Tillequin F. 1999. Terpenoids and phenolics in the genus *Ballota* L. (*Lamiaceae*). *Recent Res. Devel. Phytochem.* 3 : 27-39.

Seitz U. 1987. Cryopreservation of plant cell cultures. *Planta Medica*, 4 : 31 1-4.

Seltzer P. 1946. Le climat de l'Algérie. Univ Alger. 219 p.

Sentenac H., Berthomieu P. 2003. Découverte d'un nouveau mécanisme de tolérance des plantes au sel. UMR Biochimie et physiologie moléculaire des plantes (Unité mixte Ecole nationale supérieure agronomique de Montpellier /Université/CNRS/ INRA) Service Presse INRA. 34p.

Sivritepe H.Ö., Sivritepe N., Eris A., Turhan E. 2005. The effects of NaCl pre-treatments on salt tolerance of melons grown under long-term salinity. *Sci. Hortic.* 106: 568-581.

Slama F. 1986. L'effet de chlorure de sodium sur la croissance et la nutrition minérale de six espèces de plantes cultivées. *Agronomie tropicale* 21-26.

Smith P.A. 1991. Environmental factors influencing the germination of horehound (*Marrubium vulgare* L.). B.Sc. Thesis, La Trobe University, Bundoora, Victoria, Australia.

Song J., Feng G., Tian C.Y., Zhang F.S. 2005. Strategies for adaptation of *Suaeda physophora*, *Haloxylon ammodendron* and *Haloxylon persicum* to a saline environment during seed germination stage. *Ann Bot* 96(3): 399–405.

Soto-Mendivil E.A., Moreno-Rodriguez J.F., Estarron-Espinosa M., Garcia-Fajardo J.A., Obledo-Vazquez E.N. 2006. Chemical composition and fungicidal activity of the essential oil of *Thymus vulgaris* against *Alternaria citri*. *E-Gnosis [online]* 4 (16).

Spichiger R. E., Savolainen V. V., Figeat M. 2000. Botanique Systématique des Plantes à Fleurs. Presses polytechniques et universitaires romandes. Lausanne.

Stearns B.P., Stearns C.S. 2010. Still Watching, from the Edge of Extinction. *BioScience* 60: 141-146.

Steckel L.E., Sprague C., Stoller E.W., Wax L. 2004. Temperature effects on germination of nine *Amaranthus* species. *Weed Sci.* 52: 217-221.

Stevens P.F. 2010. Angiosperm phylogeny website. In version 7. Disponible sur internet : <http://www.mobot.org/MOBOT/research/APweb/>. Page consulté le 08/03/2016.

Stewart. 1975. Un nouveau climagramme pour l'Algérie et son implication pour le barrage vert. Bull. Soc. Hist. Nat. AFN Fsc. 65, 1 et 2, Alger, 239-252.

T

Tabrizi L., Koocheki A., Nassiri Mahallati M., Rezvani Moghaddam P. 2007. Germination behavior of cultivated and natural stand seeds of Khorasan thyme (*Thymus transcaspicus* Klokov.) with application of regression models. J Iran Field Crop Res 5(2): 249-257.

Tahri E.H, Belabed A.M., Sadki K. 1998. Effet d'un stress osmotique sur l'accumulation de proline, de chlorophylle et des ARNm codant pour la glutamine synthétase chez trois variétés de blé dur (*Triticum durum*). Université Mohamed Premier. Maroc. *Bulletin de l'Institut Scientifique*, Rabat, 2 : 81-87.

Taiz L., Zeiger E. 2002. Plant Physiology. 3rd ed. Sinauer Associates Publishers, Sunderland, 427 p.

Tamert A., Latreche A. 2015. Activité antioxydante des extraits de six Lamiaceae aromatiques de l'Algérie occidentale. *Phytothérapie. In press*

Tamert A., Latreche A., Mehdadi Z., Meghit B.K. 2015. Quantitative Analysis of Polyphenols of Some *Lamiaceae* Species in the Region of Sidi Bel Abbas (Western Algeria). 130(2): 131-140.

Tompsett P.B. 1986. The effect of temperature and moisture content on the longevity of seeds of *Ulmus carpinifolia* and *Terminalia brasii*. Ann. Bot. pp. 875-883.

Trabaud L. 1970. Quelques valeurs et observations sur la phyto-dynamique des surfaces incendiées dans le Bas-Languedoc. (Premiers résultats). *Naturalia monspeliensia*, Sér. Bot. 21: 213-242.

Tardieu F., Karteji N., Bethenod O., 1990. Relations entre l'état hydrique du sol, le potentiel de base et d'autres indicateurs de la contrainte hydrique chez le maïs. *Agronomie* 10, 617 – 626.

Tessereau H., Florin B., Meschine M.C., Thierry C., Pétiard V. 1994. Cryopreservation of somatic embryos: a tool for germplasm storage and commercial delivery of selected plants. Ann. Bot. 74: 547-55.

Thanos C.A., Doussi M.A. 1995. Ecophysiology of seed germination in endemic Labiates of Crete. J Plant Sci 43: 227-37.

Timson J., 1965. Germination in *polygonum*. *New Phytol.* 64(2): 179-186.

Tóth E. 2009. Comparative chemical analysis of *Ballota* species, with special respect to *Ballota nigra*, our new official plant. PhD Thesis, University of Szeged, Hungary, 50 p.

Tremblin G. 2000. Comportement auto-écologique de *Halopeplis amplexicaulis*: plante pionnière des sebkhas de l'Ouest algérien. *Sécheresse*, 11(2): 109-116.

Turner N., Jones M. 1980. Turgor maintenance by osmotic adjustment: a review and évaluation. In *Adaptation of plants to water and high temperature stress*, N Turner et P Kramer eds, Wiley, New York: 87-107.

Turner N. 1986. Adaptation to water déficit: a changing perspective. *Aust J Plant Physiol.*, 13: 175-190.

Turner N. 1990. The benefits of water deficit. In : proceedings of the international congress of plant physiology, New Delhi, India, **Vol. 2**, Sol. Plant Physiol. Biochem., New Delhi.

Tutin G., Wood D. 1972. *Teucrium* L. In: Tutin TG, Heywood VH, Walters SM, Webb DA, editors. *Flora Europaea* Vol. 3. Cambridge UK: Cambridge University Press, pp. 129–135.

Tutin T.G., Heywood V.H., Burges N.A., Moore D.M., Valentine D.H., Walters S.M., Webb D.A. 1972. *Flora Europeae*, Vol. 3, Cambridge University Press, Cambridge.

U

UICN France et MNHN. 2009. La liste rouges des espèces menacées en France – contexte, enjeux et démarche d'élaboration. Paris. France.

V

Van Wyk B.E., De Wet H., Van Heerden F.R. 2008. An ethnobotanical survey of medicinal plants in the southeastern Karoo, South Africa. *South African Journal of Botany* 74: 696–704.

Velasco R., Salaminif., et Bartlets D. 1994. Dehydration and ABA increase mRNA levels and enzyme activity of cytosolic GAPDH in the resurrection plant. *Plant mol. Biol.*, 26: 541- 546.

Veselovsky H. 1985. Sunflower growing. *J. Selyskoe Hozayaystvo I lesovodstvo*. T.O. XLVIII (In Russian).

W

Wang B.S.P. 1974. Tree seed storage. Dept. Environ., Can. For. Serv. Publ. No.1335.

Wang W.X., Brak T., Vinocur B., Shoseyov O. et Altman A., 2003. Abiotic resistance and chaperones: possible physiological role of SP1, a stable and stabilising protein from *Populus*. In: Vasil IK (ed), *Plant biotechnology 2000 and beyond*. Kluwer, Dordrecht: pp. 439-443.

Wesley-Smith J., Vertucci C.W., Berjak P., et al., 1992. Cryopreservation of desiccation-sensitive axes of *Camellia sinensis* in relation to dehydration, freezing rate and the thermal properties of tissue water. *J. Plant Physiol.* 140: 596-604.

Willan R.L. 1985. *A Guide to Forest Seed Handling*. FAO Forestry Paper 20/2. DANIDA, Food and Agriculture Organization of the United Nations, Rome.

Withers L.A. 1985. Cryopreservation of cultured plant cells and protoplasts. In : Kartha KK, (ed.) *Cryopreservation of plant cells and organs*. Boca Raton : CRC Press: 243-67.

Withers L.A., Engelmann F. 1998. In vitro conservation of plant genetic resources. In : Altman A, ed. *Biotechnology in agriculture*. New York: Marcel Dekker Inc. 57-88.

Y

Yang Q.H., Ye W.H., Yin X.J. 2007. Dormancy and germination of *Areca triandra* seeds. *Scientia Horticulturae* 113 : 107–111.

Yelenosky G. 1978. Freeze survival of Citrus trees in Florida, in: *Plant Cold Hardiness and Freezing Stress, Mechanisms and Crop Implications* (Li P. Het Sakai A), Academic Press. 297-311p.

Yokota A., Takahara K. et Akashi K., 2006. *Physiology and Molecular Biology of Stress Tolerance in Plants*. Springer: 15-39.

Z

Zerrad W., Maataoui B., Hilali S., El Antri S. et Hmyene A., 2008. Etude comparative des mécanismes biochimiques de résistance au stress hydrique de deux variétés de blé dur. *Lebanese Science Journal*, Vol.9 (2): 27-36.

Zhou S., Han Y.Y., Chen Y., Kong X., Wang W. 2015. The involvement of expansins in response to water stress during leaf development in wheat. *J. Plant Physiol.*, 183: 64-74.

Zid E., 1982. Relations hydriques dans la feuille de *Citrus aurantium* : effets de l'âge et de la salinité. *Rev. FAC. Sc. Tunis*, 2 : 195-205.

Zimmermann A., et al., 2008. *Zoos in the 21st century : catalysts for conservation*. Cambridge University press, cambridge. (6).

Annexes

Annexe 1 : Traitement statistique de l'effet de la température sur la germination

1. *B. hirsute*

4.1. Entre taux finaux moyens de germination

ANOVA à 1 facteur

Température					
	Somme des carrés	ddl	Moyenne des carrés	F	Signification
Inter-groupes	14895,238	6	2482,540	71,908	,000
Intra-groupes	483,333	14	34,524		
Total	15378,571	20			

Pourcentage

Test de Duncan

Groupe	N	Sous-ensemble pour alpha = 0.05			
		1	2	3	4
35 °C	3	,0000			
30 °C	3		18,3333		
5°C	3		25,0000		
10 °c	3			53,3333	
25 °C	3			56,6667	
15 °C	3			68,3333	68,3333
20 °C	3				78,3333
Signification		1,000	,799	,083	,411

Les moyennes des groupes des sous-ensembles homogènes sont affichées.

a. Utilise la taille d'échantillon de la moyenne harmonique = 3,000.

1.2. Entre temps moyen de germination

ANOVA à 1 facteur

Température					
	Somme des carrés	ddl	Moyenne des carrés	F	Signification
Inter-groupes	121,258	5	24,252	6,704	,003
Intra-groupes	43,407	12	3,617		
Total	164,664	17			

Temps

Test de Duncan

Groupe	N	Sous-ensemble pour alpha = 0.05		
		1	2	3
20 °C	3	10,7667		
25 °C	3	12,1667	12,1667	
30 °C	3	12,3000	12,3000	
15 °C	3	14,9333	14,9333	14,9333
10 °C	3		17,1667	17,1667
5°C	3			17,6000
Signification		,150	,063	,546

Les moyennes des groupes des sous-ensembles homogènes sont affichées.

a. Utilise la taille d'échantillon de la moyenne harmonique = 3,000.

2. *M. vulgare*

2.1. Entre taux finaux moyens de germination

ANOVA à 1 facteur

Température

	Somme des carrés	ddl	Moyenne des carrés	F	Signification
Inter-groupes	2,212	6	,369	129,014	,000
Intra-groupes	,040	14	,003		
Total	2,252	20			

Pourcentage

Test de Duncan

Groupe	N	Sous-ensemble pour alpha = 0.05			
		1	2	3	4
5°C	3	00,00			
35°C	3	00,00			
30°C	3		35,00		
10°C	3		43,33		
25°C	3			56,67	
15°C	3				80,00
20°C	3				88,33
Signification		1,000	,077	1,000	,077

Les moyennes des groupes des sous-ensembles homogènes sont affichées.

a. Utilise la taille d'échantillon de la moyenne harmonique = 3,000.

2.2. Entre temps moyen de germination

ANOVA à 1 facteur

Température					
	Somme des carrés	ddl	Moyenne des carrés	F	Signification
Inter-groupes	92,371	4	23,093	32,842	,000
Intra-groupes	7,032	10	,703		
Total	99,402	14			

Temps

Test de Duncan

groupe	N	Sous-ensemble pour alpha = 0.05		
		1	2	3
20°C	3	6,5233		
15°C	3	6,7333		
25°C	3	6,7833		
30°C	3		9,1567	
10°C	3			13,0167
Signification		,725	1,000	1,000

Les moyennes des groupes des sous-ensembles homogènes sont affichées.

a. Utilise la taille d'échantillon de la moyenne harmonique = 3,000.

3. *S. incana*

3.1. Entre taux finaux moyens de germination

ANOVA à 1 facteur

Pourcentage					
	Somme des carrés	ddl	Moyenne des carrés	F	Signification
Inter-groupes	10123,810	6	1687,302	83,373	,000
Intra-groupes	283,333	14	20,238		
Total	10407,143	20			

Pourcentage

Test de Duncan

GROUPE	N	Sous-ensemble pour alpha = 0.05				
		1	2	3	4	5
35 °C	3	,0000				
30 °C	3		11,6667			
5 °C	3		13,3333			
25 °C	3			35,0000		
10 °C	3				45,0000	
20 °C	3				50,0000	
15 °C	3					65,0000
Signification		1,000	,657	1,000	,195	1,000

Les moyennes des groupes des sous-ensembles homogènes sont affichées.

a. Utilise la taille d'échantillon de la moyenne harmonique = 3,000.

3.2. Entre temps moyen de germination

ANOVA à 1 facteur

Température

	Somme des carrés	ddl	Moyenne des carrés	F	Signification
Inter-groupes	15,647	5	3,129	4,176	,020
Intra-groupes	8,993	12	,749		
Total	24,640	17			

Temps

Test de Duncan

GROUPE	N	Sous-ensemble pour alpha = 0.05	
		1	2
20 °C	3	9,6000	
25 °C	3	10,4667	
15 °C	3	10,8000	
30 °C	3	10,8333	
10 °C	3	11,2000	11,2000
5 °C	3		12,7000
Signification		,061	,055

Les moyennes des groupes des sous-ensembles homogènes sont affichées.

a. Utilise la taille d'échantillon de la moyenne harmonique = 3,000.

4. *S. osyastrum*

4.1. Entre taux finaux moyens de germination

ANOVA à 1 facteur

Température

	Somme des carrés	ddl	Moyenne des carrés	F	Signification
Inter-groupes	12407,292	7	1772,470	77,344	,000
Intra-groupes	366,667	16	22,917		
Total	12773,958	23			

Pourcentage

Test de Duncan

GROUPE	N	Sous-ensemble pour alpha = 0.05			
		1	2	3	4
5 °C	3	,0000			
40 °C	3	,0000			
35 °C	3	8,3333			
10 °C	3	13,3333	13,3333		
30 °C	3		23,3333		
15 °C	3			40,0000	
25 °C	3				55,0000
20 °C	3				61,6667
Signification		,055	,240	1,000	,684

Les moyennes des groupes des sous-ensembles homogènes sont affichées.

a. Utilise la taille d'échantillon de la moyenne harmonique = 3,000.

4.2. Entre temps moyen de germination

ANOVA à 1 facteur

Température

	Somme des carrés	ddl	Moyenne des carrés	F	Signification
Inter-groupes	38,052	5	7,610	10,457	,000
Intra-groupes	8,733	12	,728		
Total	46,785	17			

Temps

Test de Duncan

GROUPE	N	Sous-ensemble pour alpha = 0.05		
		1	2	3
35 °C	3	2,8333		
30 °C	3	3,5333	3,5333	
25 °C	3	5,1333	5,1333	5,1333
20 °C	3		5,2000	5,2000
10°C	3			6,6667
15 °C	3			6,7333
Signification		,055	,232	,267

Les moyennes des groupes des sous-ensembles homogènes sont affichées.

a. Utilise la taille d'échantillon de la moyenne harmonique = 3,000.

5. *T. fonfanesii*

5.1. Entre taux finaux moyens de germination

ANOVA à 1 facteur

Température

	Somme des carrés	ddl	Moyenne des carrés	F	Signification
Inter-groupes	2,474	7	,353	80,786	,000
Intra-groupes	,070	16	,004		
Total	2,544	23			

Pourcentage

Test de Duncan

Groupe	N	Sous-ensemble pour alpha = 0.05		
		1	2	3
40°C	3	00,00		
35°C	3	8,33		
30°C	3		56,67	
5°C	3		61,67	
10°C	3			76,67
25°C	3			78,33
15°C	3			85,00
20°C	3			88,33
Signification		,142	,368	,063

Les moyennes des groupes des sous-ensembles homogènes sont affichées.

a. Utilise la taille d'échantillon de la moyenne harmonique = 3,000.

5.2. Entre temps moyen de germination

ANOVA à 1 facteur

Température					
	Somme des carrés	ddl	Moyenne des carrés	F	Signification
Inter-groupes	179,587	6	29,931	20,269	,000
Intra-groupes	20,673	14	1,477		
Total	200,260	20			

Temps

Test de Duncan

Groupe	N	Sous-ensemble pour alpha = 0.05		
		1	2	3
15°C	3	4,6667		
20°C	3	5,0667		
25°C	3		9,5000	
10°C	3		10,1667	
35°C	3		10,9000	10,9000
30°C	3		11,0333	11,0333
5°C	3			13,0667
Signification		,693	,175	,056

Les moyennes des groupes des sous-ensembles homogènes sont affichées.

a. Utilise la taille d'échantillon de la moyenne harmonique = 3,000.

Annexe 2 : Traitement statistique de l'effet de la salinité sur la germination

1. *B. hirsute*

1.1. Entre taux finaux moyens de germination

ANOVA à 1 facteur

Concentration					
	Somme des carrés	ddl	Moyenne des carrés	F	Signification
Inter-groupes	9676,667	4	2419,167	38,197	,000
Intra-groupes	633,333	10	63,333		
Total	10310,000	14			

Pourcentage

Test de Duncan

Groupe	N	Sous-ensemble pour alpha = 0.05			
		1	2	3	4
8 g/L	3	,0000			
6 g/L	3	8,3333	8,3333		
4 g/L	3		25,0000	25,0000	
2 g/L	3			40,0000	
Témoin	3				71,6667
Signification		,707	,151	,219	1,000

Les moyennes des groupes des sous-ensembles homogènes sont affichées.

a. Utilise la taille d'échantillon de la moyenne harmonique = 3,000.

5.2. Entre temps moyen de germination

ANOVA à 1 facteur

Concentration

	Somme des carrés	ddl	Moyenne des carrés	F	Signification
Inter-groupes	23,316	3	7,772	4,114	,049
Intra-groupes	15,113	8	1,889		
Total	38,429	11			

Temps

Test de Duncan

groupe	N	Sous-ensemble pour alpha = 0.05
		1
6 g/L	3	9,6667
4 g/L	3	10,1000
Témoin	3	11,6667
2 g/L	3	13,2000
Signification		,054

Les moyennes des groupes des sous-ensembles homogènes sont affichées.

a. Utilise la taille d'échantillon de la moyenne harmonique = 3,000.

2. *M. vulgare*

2.1. Entre taux finaux moyens de germination

ANOVA à 1 facteur

Concentration					
	Somme des carrés	ddl	Moyenne des carrés	F	Signification
Inter-groupes	1,943	5	,389	186,507	,000
Intra-groupes	,025	12	,002		
Total	1,968	17			

Pourcentage

Test de Duncan

Groupe	N	Sous-ensemble pour alpha = 0.05				
		1	2	3	4	5
8g/L	3	00,00				
6g/L	3		21,67			
4g/L	3			55,00		
2g/L	3				73,33	
1g/L	3				85,00	85,00
Témoin	3					88,33
Signification		1,000	1,000	1,000	,073	,941

Les moyennes des groupes des sous-ensembles homogènes sont affichées.

- a. Utilise la taille d'échantillon de la moyenne harmonique = 3,000.

2.2. Entre temps moyen de germination

ANOVA à 1 facteur

Concentration					
	Somme des carrés	ddl	Moyenne des carrés	F	Signification
Inter-groupes	78,089	4	19,522	11,798	,001
Intra-groupes	16,547	10	1,655		
Total	94,636	14			

Temps

Test de Duncan

Groupe	N	Sous-ensemble pour alpha = 0.05		
		1	2	3
Témoïn	3	6,4333		
1g/L	3	6,8333		
2g/L	3	8,3667	8,3667	
4g/L	3		10,0000	
6g/L	3			12,6667
Signification		,109	,151	1,000

Les moyennes des groupes des sous-ensembles homogènes sont affichées.

a. Utilise la taille d'échantillon de la moyenne harmonique = 3,000.

3. *S. incana*

3.1. Entre taux finaux moyens de germination

ANOVA à 1 facteur

Concentration

	Somme des carrés	ddl	Moyenne des carrés	F	Signification
Inter-groupes	9676,667	4	2419,167	38,197	,000
Intra-groupes	633,333	10	63,333		
Total	10310,000	14			

Pourcentage

Test de Duncan

groupe	N	Sous-ensemble pour alpha = 0.05			
		1	2	3	4
8 g/L	3	,0000			
6 g/L	3	8,3333	8,3333		
4 g/L	3		25,0000	25,0000	
2 g/L	3			40,0000	
Témoïn	3				71,6667
Signification		,707	,151	,219	1,000

Les moyennes des groupes des sous-ensembles homogènes sont affichées.

a. Utilise la taille d'échantillon de la moyenne harmonique = 3,000.

3.2. Entre temps moyen de germination

ANOVA à 1 facteur

Concentration					
	Somme des carrés	ddl	Moyenne des carrés	F	Signification
Inter-groupes	23,316	3	7,772	4,114	,049
Intra-groupes	15,113	8	1,889		
Total	38,429	11			

Temps

Test de Duncan

groupe	N	Sous-ensemble pour alpha = 0.05
		1
6 g/ L	3	9,6667
4 g/L	3	10,1000
Témoin	3	11,6667
2 g/L	3	13,2000
Signification		,054

Les moyennes des groupes des sous-ensembles homogènes sont affichées.

a. Utilise la taille d'échantillon de la moyenne harmonique = 3,000.

4. *S. osymastrum*

4.1. Entre taux finaux moyens de germination

ANOVA à 1 facteur

Concentration					
	Somme des carrés	ddl	Moyenne des carrés	F	Signification
Inter-groupes	7880,952	6	1313,492	42,436	,000
Intra-groupes	433,333	14	30,952		
Total	8314,286	20			

Pourcentage

Test de Duncan

Groupe	N	Sous-ensemble pour alpha = 0.05				
		1	2	3	4	5
12 g/L	3	,0000				
10 g/L	3	8,3333	8,3333			
8 g/L	3		18,3333	18,3333		
6 g/L	3		21,6667	21,6667		
4 g/L	3			30,0000	30,0000	
2 g/L	3				38,3333	
Témoïn	3					63,3333
Signification		,548	,115	,208	,548	1,000

Les moyennes des groupes des sous-ensembles homogènes sont affichées.

a. Utilise la taille d'échantillon de la moyenne harmonique = 3,000.

4.2. Entre temps moyen de germination

ANOVA à 1 facteur

Concentration

	Somme des carrés	ddl	Moyenne des carrés	F	Signification
Inter-groupes	6,829	5	1,366	4,519	,015
Intra-groupes	3,627	12	,302		
Total	10,456	17			

Temps

Test de Duncan

Groupe	N	Sous-ensemble pour alpha = 0.05	
		1	2
Témoïn	3	5,4000	
2 g/L	3	5,7333	5,7333
4 g/L	3	6,2667	6,2667
6 g/L	3	6,5333	6,5333
8 g/L	3	6,8333	6,8333
10 g/L	3		7,2000
Signification		,066	,058

Les moyennes des groupes des sous-ensembles homogènes sont affichées.

a. Utilise la taille d'échantillon de la moyenne harmonique = 3,000.

5. *T. fonfanesii*

5.1. Entre taux finaux moyens de germination

ANOVA à 1 facteur

Concentration					
	Somme des carrés	ddl	Moyenne des carrés	F	Signification
Inter-groupes	2,093	8	,262	80,743	,000
Intra-groupes	,058	18	,003		
Total	2,152	26			

Pourcentage

Test de Duncan

groupe	N	Sous-ensemble pour alpha = 0.05					
		1	2	3	4	5	6
14g/L	3	00,00					
12g/L	3		20,00				
10g/L	3			35,00			
8g/L	3				46,67		
6g/L	3				51,67		
4g/L	3					61,67	
2g/L	3					70,00	
Témoin	3						86,67
1g/L	3						88,33
Signification		1,000	1,000	1,000	,296	,090	,724

Les moyennes des groupes des sous-ensembles homogènes sont affichées.

- a. Utilise la taille d'échantillon de la moyenne harmonique = 3,000.

5.2. Entre temps moyen de germination

ANOVA à 1 facteur

Concentration					
	Somme des carrés	ddl	Moyenne des carrés	F	Signification
Inter-groupes	15,322	7	2,189	11,663	,000
Intra-groupes	3,003	16	,188		
Total	18,325	23			

Temps

Test de Duncan

Groupe	N	Sous-ensemble pour alpha = 0.05				
		1	2	3	4	5
2g/L	3	3,6300				
1g/L	3	3,9100	3,9100			
4g/L	3	3,9833	3,9833			
6g/L	3	4,4233	4,4233	4,4233		
Témoin	3		4,5100	4,5100		
8g/L	3			4,8867	4,8867	
10g/L	3				5,6267	5,6267
12g/L	3					6,0633
Signification		,054	,137	,232	,053	,235

Les moyennes des groupes des sous-ensembles homogènes sont affichées.

a. Utilise la taille d'échantillon de la moyenne harmonique = 3,000.

Annexe 3 : Traitement statistique de l'effet du Stress hydrique sur la germination

1. *B. hirsuta*

1.1. Entre taux finaux moyens de germination

ANOVA à 1 facteur

Potentiel hydrique

	Somme des carrés	ddl	Moyenne des carrés	F	Signification
Inter-groupes	12333,333	5	2466,667	26,507	,000
Intra-groupes	1116,667	12	93,056		
Total	13450,000	17			

Pourcentage

Test de Duncan

groupe	N	Sous-ensemble pour alpha = 0.05	
		1	2
- 1 MPa	3	,0000	
- 0.5 MPa	3	23,3333	
- 0.2 MPa	3		55,0000
- 0.07 MPa	3		61,6667
- 0.03 MPa	3		68,3333
Témoin	3		71,6667

Signification		,096	,341
---------------	--	------	------

Les moyennes des groupes des sous-ensembles homogènes sont affichées.

- a. Utilise la taille d'échantillon de la moyenne harmonique = 3,000.

1.2. Entre temps moyen de germination

ANOVA à 1 facteur

Pourcentage

	Somme des carrés	ddl	Moyenne des carrés	F	Signification
Inter-groupes	68,802	4	17,201	15,507	,000
Intra-groupes	11,092	10	1,109		
Total	79,894	14			

Temps

Test de Duncan

groupe	N	Sous-ensemble pour alpha = 0.05			
		1	2	3	4
Témoin	3	10,3700			
- 0.03 MPa	3	12,6200	12,6200		
- 0.07 MPa	3		13,3067	13,3067	
- 0.2 MPa	3			15,7700	15,7700
- 0.5 MPa	3				16,2000
Signification		,140	,925	,096	,986

Les moyennes des groupes des sous-ensembles homogènes sont affichées.

- a. Utilise la taille d'échantillon de la moyenne harmonique = 3,000.

2. *M. vulgare*

2.1. Entre taux finaux moyens de germination

ANOVA à 1 facteur

Potentiel hydrique

	Somme des carrés	ddl	Moyenne des carrés	F	Signification
Inter-groupes	9611,111	5	1922,222	86,500	,000
Intra-groupes	266,667	12	22,222		
Total	9877,778	17			

pourcentage

Test de Duncan

Groupe	N	Sous-ensemble pour alpha = 0.05				
		1	2	3	4	5
- 1 MPa	3	25,0000				
- 0.5 MPa	3		40,0000			
- 0.2 MPa	3			58,3333		
- 0.07 MPa	3				68,3333	
- 0.03 MPa	3					86,6667
Témoin	3					88,3333
Signification		1,000	1,000	1,000	1,000	,673

Les moyennes des groupes des sous-ensembles homogènes sont affichées.

a. Utilise la taille d'échantillon de la moyenne harmonique = 3,000.

2.2. Entre temps moyen de germination

ANOVA à 1 facteur

Potentiel hydrique

	Somme des carrés	ddl	Moyenne des carrés	F	Signification
Inter-groupes	14,108	4	3,527	10,218	,001
Intra-groupes	3,452	10	,345		
Total	17,560	14			

Temps

Test de Duncan

Groupe	N	Sous-ensemble pour alpha = 0.05			
		1	2	3	4
Témoin	3	7,2067			
- 0.03 MPa	3	8,1400	8,1400		
- 0.07 MPa	3		8,5800	8,5800	
- 0.2 MPa	3			9,5600	9,5600
- 0.5 MPa	3				9,8867
Signification		,080	,381	,068	,511

Les moyennes des groupes des sous-ensembles homogènes sont affichées.

a. Utilise la taille d'échantillon de la moyenne harmonique = 3,000.

3. *S. incana*

3.1. Entre taux finaux moyens de germination

ANOVA à 1 facteur

Potentiel hydrique

	Somme des carrés	ddl	Moyenne des carrés	F	Signification
Inter-groupes	10762,500	5	2152,500	172,200	,000
Intra-groupes	150,000	12	12,500		
Total	10912,500	17			

Pourcentage

Test de Duncan

GROUPE	N	Sous-ensemble pour alpha = 0.05				
		1	2	3	4	5
- 1 MPa	3	,0000				
- 0.5 MPa	3	5,0000				
- 0.2 MPa	3		28,3333			
- 0.07 MPa	3			38,3333		
- 0.03 MPa	3				58,3333	
Témoin	3					65,0000
Signification		,109	1,000	1,000	1,000	1,000

Les moyennes des groupes des sous-ensembles homogènes sont affichées.

a. Utilise la taille d'échantillon de la moyenne harmonique = 3,000.

3.2. Entre temps moyen de germination

ANOVA à 1 facteur

Potentiel hydrique

	Somme des carrés	ddl	Moyenne des carrés	F	Signification
Inter-groupes	8,679	4	2,170	1,569	,263
Intra-groupes	12,448	9	1,383		
Total	21,127	13			

Pourcentage

Test de Duncan

GROUPE	N	Sous-ensemble pour alpha = 0.05	
		1	
Témoin	3		11,1733
- 0.03 MPa	3		12,0667
- 0.5 MPa	2		12,1000
- 0.07 MPa	3		13,0367
- 0.2 MPa	3		13,3067
Signification			,082

Les moyennes des groupes des sous-ensembles homogènes sont affichées.

a. Utilise la taille d'échantillon de la moyenne harmonique = 2,727.

4. *S. ocymastrum*

4.1. Entre taux finaux moyens de germination

ANOVA à 1 facteur

Potentiel hydrique

	Somme des carrés	ddl	Moyenne des carrés	F	Signification
Inter-groupes	7544,444	5	1508,889	83,569	,000
Intra-groupes	216,667	12	18,056		
Total	7761,111	17			

Pourcentage

Test de Duncan

GROUPE	N	Sous-ensemble pour alpha = 0.05				
		1	2	3	4	5
- 1 MPa	3	,0000				
- 0.5 MPa	3	10,0000	10,0000			
- 0.2 MPa	3		18,3333			
- 0.07 MPa	3			30,0000		
- 0.03 MPa	3				45,0000	
Témoin	3					60,0000
Signification		,110	,229	1,000	1,000	1,000

Les moyennes des groupes des sous-ensembles homogènes sont affichées.

a. Utilise la taille d'échantillon de la moyenne harmonique = 3,000.

4.2. Entre temps moyen de germination

ANOVA à 1 facteur

Potentiel hydrique

	Somme des carrés	ddl	Moyenne des carrés	F	Signification
Inter-groupes	10,940	4	2,735	13,451	,000
Intra-groupes	2,033	10	,203		
Total	12,973	14			

Temps

Test de Duncan

GROUPE	N	Sous-ensemble pour alpha = 0.05		
		1	2	3
- 0.07 MPa	3	4,8000		
- 0.03 MPa	3	5,5000	5,5000	
Témoin	3	5,6667	5,6667	
- 0.2 MPa	3		6,7000	6,7000
- 0.5 MPa	3			7,1667
Signification		,205	,053	,715

Les moyennes des groupes des sous-ensembles homogènes sont affichées.

a. Utilise la taille d'échantillon de la moyenne harmonique = 3,000.

5. *T. fontanesii*

5.1. Entre taux finaux moyens de germination

ANOVA à 1 facteur

Potentiel hydrique

	Somme des carrés	ddl	Moyenne des carrés	F	Signification
Inter-groupes	18780,952	6	3130,159	48,691	,000
Intra-groupes	900,000	14	64,286		
Total	19680,952	20			

Pourcentage

Test de Duncan

Groupe	N	Sous-ensemble pour alpha = 0.05			
		1	2	3	4
- 1.6 MPa	3	,0000			
- 1 MPa	3		36,6667		
- 0.5 MPa	3		50,0000		
- 0.2 MPa	3			73,3333	
- 0.07 MPa	3			80,0000	80,0000
- 0.03 MPa	3			83,3333	83,3333
Témoin	3				90,0000
Signification		1,000	,061	,168	,168

Les moyennes des groupes des sous-ensembles homogènes sont affichées.

a. Utilise la taille d'échantillon de la moyenne harmonique = 3,000.

5.2. Entre temps moyen de germination

ANOVA à 1 facteur

Potentiel hydrique

	Somme des carrés	ddl	Moyenne des carrés	F	Signification
Inter-groupes	19,869	5	3,974	16,830	,000
Intra-groupes	2,833	12	,236		
Total	22,702	17			

Temps

Test de Duncan

Groupe	N	Sous-ensemble pour alpha = 0.05			
		1	2	3	4
- 0.03 MPa	3	4,4100			
Témoin	3	4,5767			
- 0.07 MPa	3	5,2467	5,2467		
- 0.2 MPa	3		6,0533	6,0533	
- 0.5 MPa	3			6,6767	6,6767
- 1 MPa	3				7,2533
Signification		,067	,065	,142	,172

Les moyennes des groupes des sous-ensembles homogènes sont affichées.

a. Utilise la taille d'échantillon de la moyenne harmonique = 3,000.

Résumé

En vue de la conservation de certaines plantes médicinales appartenant à la famille des lamiacées, appelées aussi Labiées, évoluant dans le mont de Tessala (wilaya de Sidi Bel Abbès ; Algérie occidentale) où elles sont soumises à des contraintes environnementales comme la sécheresse, la salinité des sols, le déficit hydrique et la pression anthropozoogène; notre présente étude consiste à faire ressortir les conditions optimales de germination des graines des taxons suivants : *Ballota hirsuta*, *Marrubium vulgare*, *Sideritis incana*, *Stachys ocymastrum*, *Teucrium polium* et *Thymus fontanesii*.

Nos premiers essais ont consisté à mettre au point l'optimum thermique de germination pour l'ensemble des espèces en utilisant la gamme de températures suivante : 5, 10, 15, 20, 25, 30, 35 et 40 °C. Ensuite, nous avons procédé par étudier le comportement germinatif des graines utilisées vis-à-vis de deux contraintes environnementales : le stress salin en utilisant le chlorure de sodium (NaCl) à différentes concentrations (0, 2, 4, 6, 8, 10, 12 et 14 g/L) et le stress hydrique en utilisant le polyéthylène glycol 6000 (PEG) à différents potentiels hydriques (0, -0.03, -0.07, -0.2, -0.5, -1 et -1.6 MPa).

Par ailleurs, des essais préliminaires se rapportant à la mise en exergue de l'effet de trois températures de conservation (-20 ; 5 et 20 °C) sur la viabilité des graines de *B. hirsuta*, *M. vulgare* et *T. fontanesii* a été également entrepris.

Pour l'ensemble des essais, nous avons évalué les paramètres suivants : temps de latence (TL), durée de germination (DG), taux final de germination (TFG), temps moyen de germination (TMG) et le temps moyen (T_{50}).

Les résultats obtenus montrent que l'ensemble des espèces présente un TFG maximum à 20 °C, excepté *S. incana* où la germination est optimale à 15 °C. Par ailleurs, la germination décroît quand la température devient inférieure ou supérieure à l'optimum thermique.

Concernant le comportement germinatif des graines vis-à-vis du stress salin et du stress hydrique, il ressort pour la totalité des espèces que le TFG le plus important est obtenu chez le témoin ; sa valeur diminue progressivement quand la teneur du NaCl ou du PEG augmente dans le milieu avec prolongement du TMG et du TL. Le seuil de tolérance en sel diffère d'une espèce à une autre ; parmi les espèces étudiées, *S. ocymastrum* et *T. fontanesii* présentent un seuil de tolérance en NaCl important, de l'ordre de 10 et 12 g/L respectivement. Cependant les espèces restantes (*B. hirsuta*, *M. vulgare* et *S. incana*) semblent être sensibles à la salinité dans la mesure où leur seuil de tolérance est faible (6 g/L). Par ailleurs, nos essais de germination montrent que *T. fontanesii*, qu'en plus de son pouvoir tolérant au sel, c'est une espèce qui supporte un potentiel hydrique important de -1 MPa et ce, comparativement aux autres espèces.

Les premiers essais se rapportant à l'effet de la température et de la durée du stockage sur la viabilité des graines des espèces expérimentées ont montré que les meilleurs TFG caractérisent les graines conservées à 20 °C pendant 2 mois pour *B. hirsuta* (76 %) et *T. fontanesii* (88 %) et 1 mois pour *M. vulgare* (73 %).

Parmi les espèces étudiées, seul *T. polium* est affecté d'une dormance embryonnaire qui a été levée par un traitement à l'acide gibbérellique (GA_3) 125 ppm en améliorant le TFG à 38 %.

Ces données ont permis de mettre le point sur la viabilité des graines des espèces étudiées ; elles serviront certainement dans le cadre de la conservation *ex-situ*.

Mots clés:

Conservation, Germination, Graines, Lamiacées, Stress hydrique, Stress salin, Température