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

Université Djilali Liabes de Sidi Bel Abbes
Faculté des sciences de la nature et de la vie
Département des sciences de l'environnement
Laboratoire de biodiversité végétale : conservation et valorisation

Thèse

Pour l'obtention du diplôme de

Doctorat

Spécialité : sciences de l'environnement

Option : biodiversité et écologie végétales méditerranéennes.

Présenté par :

BOUKER Amar

THEME

Autoécologie et conservation *ex-situ* d'une espèce assez rare du mont de Tessala (Algérie occidentale). Cas de *Centaurea eriophora* L.

Soutenu le : 11/01/2023

Devant le jury composé de :

Président :	Mme Bendimered-Mouri Fatima Zohra	**MCA**	UDL Sidi Bel Abbès
Encadreur :	Mr Mehdadi Zoheir	**Professeur**	UDL Sidi Bel Abbès
Examinatrice :	Mme Fertout-Mouri Nadjia	**MCA**	UDL Sidi Bel Abbès
Examinateur :	Mr Nasrallah Yahia	**Professeur**	Université Dr Tahar Moulay de Saida
Examinateur :	Mr Kefifa Abdelkrim	**MCA**	Université Dr Tahar Moulay de Saida
Examinateur :	Mr Amara Mohamed	**MCA**	UBB Ain Témouchent

Année universitaire 2022-2023


بسم الله الرحمن الرحيم

REMERCIEMENTS

Louange à Allah pour cette bénédiction, je lui rends grâce.

A l'issue de ce travail de recherche, je tiens tout particulièrement et éternellement à remercier mon directeur de la thèse **Mr MEHDADI Zoheir** professeur à la faculté des sciences de la nature et de la vie (Université Djilali LIABES, Sidi Bel Abbés), qu'il trouve ici ma profonde reconnaissance et mes remerciements les plus sincères et ma gratitude pour tous les efforts qu'il a consenti depuis la définition de la problématique jusqu'à la rédaction finale de ce document. Je me suis rendu compte que grâce à Dieu Tout Puissant et ensuite grâce à mon professeur, aujourd'hui j'ai fini de préparer la thèse. En effet, sa bonté doit être écrite sur mon front.

Sincères remerciements à l'honorable comité qui nous a gentiment favorisé avec sa grande valeur et ses connaissances abondantes pour discuter du contenu de ce travail :

A **Mme BENDIMERED-MOURI Fatima Zohra,** maître de conférences 'A' à la faculté des sciences de la nature et de la vie (Université Djilali LIABES, Sidi Bel Abbés) de l'honneur qu'elle nous fait d'avoir accepté de présider ce jury de cette soutenance.

A Mme **FERTOUT-MOURI Nadjia,** maître de conférences 'A' à la faculté des sciences de la nature et de la vie (Université Djilali LIABES, Sidi Bel Abbés), je lui adresse mes respectueux remerciements d'avoir bien voulu accepter d'évaluer ce travail.

J'exprime mes sincères remerciements à Mr **NASRALLAH Yahia**, Professeur à l'université Dr Tahar Moulay de Saida qui bien voulu examiner ce travail.

J'exprime mes respectueux remerciements à Mr **KEFIFA Abdelkrim**, maître de conférences 'A' à l'université Dr Tahar Moulay de Saida, de m'avoir fait l'honneur d'évaluer mon travail.

Ma gratitude va également à Mr **AMARA Mohamed**, maître de conférences 'A' à l'université BELHADJ, d'avoir accepté de participer à ce jury en tant qu'examinateur

Je suis profondément reconnaissant à **Mr CHERIFI Kouider**, professeur à la faculté des sciences de la nature et de la vie, université Djillali LIABES pour les précieux conseils qu'il a donné et qui m'a beaucoup aidé pour réaliser l'analyse statistique.

Mes remerciements s'adressent aussi aux personnels de notre laboratoire de recherche (Biodiversité végétale : conservation et valorisation, université Djillali LIABES, Sidi Bel Abbés) qui ont mis à notre disposition les moyens nécessaires pour mener à bien les travaux de cette thèse.

Je tiens à remercier **Mr BELALIA Abdelkrim, Mr SAIDI Boubakr, Mr ADJOUDJ Abdellatif** et **Mr DIF Mustafa** qui nous ont aidé dans le chemin de recherche et qui nous ont motivé durant la préparation de ce modeste travail.

DEDICACES

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

Je dédie ce modeste travail, fruit de mon long chemin d'étude à :

***Mes parents**, qui ont éclairé mon chemin et qui m'ont encouragé et soutenu tout au long de mes études.*

*Ma chère femme **BASSOUM** et mes jolies fillettes **Meriem** et **Malak**.*

Mes adorables frères et sœurs que Dieu les protège.

*Les familles **BOUKER**, **KOURA** et **ADLI**.*

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

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

Tout personne qui me connait

BOUKER Amar

الإيكولوجية الذاتية والإنحفاظ الخارجي لنوع نباتي شبه نادر في جبل تسالة (الغرب الجزائري). حالة: *Centaurea eriophora* L.

الملخص

يتميز جبل تسالة الواقع في القطاع الوهراني غرب الجزائر بثرائه وتنوعه النباتي الكبير والملحوظ نظرا لموقعه الجغرافي الفريد حيث يخضع لقيود بيئية مثل طول فترات الجفاف وملوحة التربة وشح المياه والضغط الناتج عن النشاط البشري. تكمن القيمة البيئية والتراثية لهذا الموقع في حقيقة أنه يستضيف تكوينات نباتية مختلفة، إذ يُعد موطنًا هاما لأنواع نباتية ذات وضعيات تراثية مختلفة. يتعلق عملنا من خلال هذه الدراسة بـ *Centaurea eriophora* L. وهو نوع نباتي نادر يستوطن منطقة الدراسة. حيث تطرقنا إلى دراسة الإيكولوجية الذاتية من خلال وصف التركيبة النباتية المرافقة للنبتة وبنية التربة المرتكزة عليها والتأكد من مكانتها التراثية الحالية على المستوى منطقة الدراسة. كما تمت مناقشة سلوك إنتاش بذور النبتة المدروسة من حيث درجات الحرارة والإجهاد المائي والملوحة في الوسط.

بهذا الخصوص، ومن أجل دراسة الإيكولوجية الذاتية لنوع *Centaurea eriophora* L. تمكنا من إجراء مسوحات لمعرفة النباتات القاطنة في 38 محطة. وقد سمح لنا هذا الجرد بإحصاء 161 نوعًا نباتيا مقسما إلى 31 عائلة نباتية و6 أصناف بيولوجية و19 صنفا بيو جغرافيا. ومن بين الأنواع النباتية هناك 140 نوعا تشكل موكب النباتات التي تتضمن نوعنا المدروس. كما وقد أظهر حساب تكرار ظهور الأنواع المدرجة في الجرد أن *Centaurea eriophora* L. تنتمي إلى فئة الأنواع النادرة والتي تضم 77.16٪ من الأنواع المدرجة.

تكشف معالجة البيانات الترابية والخاصة بالتركيبة النباتية عن طريق التحليل العاملي للتطابقات (AFC) والتصنيف الهرمي التصاعدي (CHA) عن تنوع وتباين ملحوظ في التركيبات النباتية ويظهر أن نبتتنا التي تعد جزءًا من الموكب النباتي تستوطن غالبا المروج المعرضة لأشعة الشمس وأدغال القندول الشوكي أحيانا، كما تفضل الارتكاز على تربة كلسية نوعا ما، غنية بالمواد العضوية وذات قوام طري متوازن.

في سياق علم أحياء الانحفاظ، اتخذنا مقاربة "المحافظة خارج النطاق" من خلال البحث عن الظروف المثلى لإنتاش نوعنا. النباتي. اشتملت اختباراتنا على معرفة الظروف الحرارية المثلية للإنتاش. ثم درسنا سلوك إنتاش البذور المستخدمة فيما يتعلق بالإجهاد الملحي باستخدام كلوريد الصوديوم (NaCl) بتراكيز مختلفة والإجهاد المائي باستخدام البولي جلايكول الإيثيلي PEG_{6000} بقيم مختلفة للجهد المائي. لجميع الاختبارات، قمنا بتقييم المعايير التالية: الوقت المستغرق لبداية الانتاش (TL)، مدة الإنتاش (DG)، معدل الإنتاش النهائي (TFG)، متوسط وقت الإنتاش (TMG)، ومتوسط الوقت (T_{50}).

أظهرت النتائج التي تم الحصول عليها أن *Centaurea eriophora* L. تظهر قيمة قصوى بالنسبة لـ PFGعند 20°C. ومع ذلك، ينخفض الإنتاش عندما تصبح درجة الحرارة مختلفة عن الحرارة المثلى. أما فيما يتعلق بالسلوك الإنتاشي للبذور مقابل الإجهاد الملحي والإجهاد المائي، يبدو أن أهم قيمة لـ TFG يتم الحصول عليه في الوسط عديم التركيز حيث تنخفض قيمته تدريجياً عندما يزيد تركيز كلوريد الصوديوم أو PEG_{6000} في الوسط. كما تظهر عتبة التحمل أن نوعنا يبدو حساسًا للملوحة بقدر ما تكون العتبة منخفضة (4 غ/ل أي ما يعادل 68 ميلي مول). علاوة على ذلك، فهو نوع يدعم إمكانات مائية كبيرة تبلغ 1,2- MPa.

جَعَلت هذه النتائج التي تم الحصول عليها إمكانية اكتساب المعرفة حول الإيكولوجية الذاتية والسلوك الإنتاشي لنوعنا والتي سيتم استخدامها بالتأكيد في سياق المحافظة خارج النطاق الطبيعي، فعليه قد تفتح العديد من الاقتراحات العملية في هذا الصدد.

الكلمات المفتاحية: الإيكولوجية الذاتية، *Centaurea eriophora* L.، المحافظة، الإنتاش، جبل تسالة.

Autoécologie et conservation *ex-situ* d'une espèce assez rare du mont de Tessala (Algérie occidentale). Cas de *Centaurea eriophora* L.

Résumé

Le mont de Tessala situé dans le secteur Oranais, est caractérisé par sa richesse spécifique importante et remarquable du point de vue de sa localisation géographique où il est soumis à des contraintes environnementales comme la sécheresse, la salinité des sols, le déficit hydrique et la pression anthropozoogène. Les valeurs écologiques et patrimoniales de ce site sont traduites par le fait qu'il héberge diverses formations végétales, qui abritent des espèces végétales de différents statuts patrimoniaux. Notre travail s'inscrit dans le cadre de la biologie de conservation de *Centaurea eriophora* L., espèce rare évoluant dans la zone d'étude. Il s'agit d'étudier son autoécologie par la caractérisation de son cortège floristique, son substrat édaphique et de confirmer de son statut patrimonial actuel au niveau local. Le comportement germinatif des graines de l'espèce étudiée vis-à-vis de la température, du stress hydrique et de la salinité a été également abordé.

Pour l'autoécologie de *C. eriophora* L. 38 relevés floristiques ont été effectués. L'inventaire floristique nous a permis de comptabiliser 161 espèces réparties en 41 familles botaniques, 6 types biologiques et 19 types biogéographiques dont 140 espèces forment le cortège floristique de *C. eriophora*. Le calcul de la fréquence d'apparition des espèces inventoriées a fait ressortir que *Centaurea eriophora* L. fait partie de la catégorie des espèces rares (soit 77.16% des espèces recensées).

Le traitement des données pédologiques et floristiques par l'analyse factorielle des correspondances (A.F.C) et la classification hiérarchique ascendante (C.H.A) révèle une diversité et une hétérogénéité dans les formations végétales et montre que cette plante fait partie du cortège floristique des garrigues et se développe surtout dans les pelouses ensoleillées, sur substrat calcaire riche en matière organique et à une texture limoneuse équilibrée.

Dans le cadre de la biologie de conservation de cette espèce, nous avons entrepris l'approche « *ex-situ* » en cherchant les conditions optimales de germination de ses graines. Nos essais ont consisté à mettre au point l'optimum thermique de germination. Ensuite, nous avons étudié le comportement germinatif des graines utilisées vis-à-vis du stress salin en utilisant le chlorure de sodium (NaCl) à différentes concentrations et du stress hydrique à différents potentiels hydriques en utilisant différentes concentrations de polyéthylène glycol PEG_{6000}. 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 (T50).

Les résultats obtenus montrent que *C. eriophora* présente une valeur maximale de TFG à 20°C. cependant, la germination décroit 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 que le TFG le plus important est obtenu chez les témoins ; sa valeur diminue progressivement quand la concentration du NaCl ou du PEG_{6000} augmente dans le milieu. *C. eriophora* semble être sensible à la salinité dans la mesure où son seuil de tolérance au NaCL se situe à 4 g/L équivalent à 68 mM. Par contre, elle peut supporter un potentiel hydrique important de l'ordre de -1,2 MPa.

Les résultats obtenus ont permis d'acquérir des connaissances sur l'autoécologie et le comportement germinatif de *C. eriophora*. Ces données serviront certainement dans le cadre de la biologie de conservation de l'espèce étudiée.

Mots clés : Autoécologie, *Centaurea eriophora* L., conservation, germination, mont de Tessala.

Autecology and ex-situ conservation of a quiet rare species from Tessala mountain (western Algeria). Case of *Centaurea eriophora* L.

Abstract

Mount Tessala located in the Oranian sector, is characterized by its significant and remarkable plant specific richness regarding its geographical location where it is subjected to several environmental constraints as well as long drought spell, soil salinity, water deficit and the anthropozoogenic pressure. The ecological and heritage values of this site are reflected in the fact that it hosts various plant formations, in which are homed plant species with different heritage statuses. In a conservation biology context, our work concerns *Centaurea eriophora* L., a rare species evolving in the study area. We aimed to study its autecology by characterizing its floristic procession, its edaphic substrate and confirming its current heritage status at a local level. The germination behavior of the seeds of the species in response to temperature, water stress and salinity was also discussed.

For the autecology of *Centaurea eriophora* L. 38 floristic surveys were carried out. The floristic inventory allowed us to count 161 species divided into 41 botanical families, 6 biological types and 19 biogeographical types, of which 140 species form the floristic procession to which our species belongs. The calculation of the frequency of appearance of the inventoried species showed that Centaurea eriophora L. belongs to the category of rare species (i.e., 77,16% of the listed species).

The statistical processing of pedological and floristic data by correspondences factorial analysis (FCA) and ascending hierarchical classification (AHC) reveals a diversity and heterogeneity in floristic formations and shows that our plant, which is part of the floristic procession of scrubland, develops above all in sunny lawns, on limestone substrate rich in organic matter and with a stable silty texture.

In the context of conservation biology, we have undertaken the "*ex-situ*" approach by seeking the optimal conditions for the germination of our species. Our tests consisted in developing the thermal optimum of germination. Then, we studied the germination behavior of the seeds in salt stress using sodium chloride (NaCl) at different concentrations and in a water stress using polyethylene glycol PEG6000 at different water potentials. For all the trials, we evaluated the following parameters: Latency time (LT), germination duration (GD), final germination rate (FGR), mean germination time (TMG) and the mean time (T_{50})

The obtained results show that *C. eriophora* L. exhibits a maximum FGR value at 20°C. however, germination decreases when the temperature becomes lower or higher than the thermal optimum. Concerning the germinative behavior of seeds regarding salt and water stress, we noted that the most important FGR is obtained in controls; its value gradually decreases when the concentration of NaCl or PEG_{6000} increases in the medium. The tolerance threshold shows that our species seems to be sensitive

to salinity (68 mM as tolerance threshold). Moreover, it can support a significant water potential of -1.2 MPa.

These results contribute to get more knowledge about the autecology and the germinal behavior of our species which will certainly be used in many perspectives research of ex-situ conservation of the species.

Keywords : Autecology, *Centaurea eriophora* L., conservation, germination, Tessala Mount.

Liste des figures

Figure 1 : Le concept de biodiversité concerne l'ensemble des interactions entre la diversité des espèces, leur diversité génétique et la diversité des systèmes écologiques. 6
Figure 2 : Positionnement et délimitation géographique de l'ensemble des points chauds du bassin Méditerranéen 7
Figure 3 : Niveau de connaissance floristique dans les pays méditerranéens. 10
Figure 4 : Schéma des opérations de constitution des banques de semences d'espèces végétales sauvages 22
Figure 5 : Modalités des tests qualitatifs des graines après l'extraction et le nettoyage 29
Figure 6 : Répartition mondiale de la famille des Asteraceae 36
Figure 7 : Caractéristiques de capitules et des inflorescences chez certaines Astéracées. 38
Figure 8 : Caractéristiques des fleurs de certaines espèces des Astéracées. 40
Figure 9 : Caractéristiques des fleurs de la famille des Asteraceae. 41
Figure 10 : Cladogramme des sous-familles des Asteraceae. 43
Figure 11: planche de *Centaurea eriophora* L. 47
Figure 12 : carte de la répartition mondiale de *Centaurea eriophora* L 49
Figure 13: Localisation du Djebel de Tessala 52
Figure 14: Carte hypsométrique de la zone d'étude 53
Figure 15: Carte des pentes de la zone d'étude 54
Figure 16: Carte pluviométrique de l'Algérie du Nord 55
Figure 17 : Variation des précipitations moyennes mensuelles des deux périodes [(1913-1938) et (1980-2017] 57
Figure 18 : Variation des précipitations moyennes annuelles (1980-2017) 58
Figure 19 : Variation des températures moyennes mensuelles (1980-2017) 60
Figure 20: Diagrammes ombrothermiques de la région de Tessala 61
Figure 21 : Climagramme d'Emberger de la commune de Tessala de la période (1980-2017) 63
Figure 22 : Abaque pour le calcul d'indice d'aridité de De Martonne 64
Figure 23 : Représentation graphique du régime saisonnier de la période (1980-2017). 65
Figure 24 : Répartition annuelle du cheptel dans le mont de Tessala 70
Figure 25 : Localisation des relevés d'échantillonnage 72
Figure 26 : Triangle ds textures 77
Figure 27 : morphologie des akènes de *Centaurea eriophora* L. 90

Figure 28 : Richesse floristique des relevés échantillonnés. 98
Figure 29 : Répartition des espèces recensées par famille 100
Figure 30 : Spectre biologique des espèces recensées 101
Figure 31 : Représentation graphique des différents types biogéographiques dans les monts de Tessala. 103
Figure 32 : Répartition des espèces inventoriées selon leurs types morphologiques. 104
Figure 33 : Distribution des espèces inventoriées selon leur fréquence d'apparition. 116
Figure 34 : représentation graphique de l'analyse factorielle des correspondances 122
Figure 35: Classification hiérarchique ascendante des paramètres pédologiques et floristiques 127
Figure 36 : Fiche descriptive de *Centaurea eriophora* L. 128
Figure 37 : Relation polynomiale entre le temps de latence et la température 129
Figure 38 : Relation polynomiale entre la durée de germination et la température 130
Figure 39 : Evolution des pourcentages moyens cumulés de germination aux différentes températures. 131
Figure 40 : Taux final de germination des akènes de *Centaurea eriophora* L. en fonction de la température. 131
Figure 41 : Relation polynomiale entre le temps moyen de germination et la température. . 132
Figure 42 : Relation polynomiale entre le temps moyen (T_{50}) et la température. 132
Figure 43 : Relation linéaire entre le temps de latence et la salinité 134
Figure 44 : Relation linéaire entre la durée de germination et la salinité 134
Figure 45: Evolution des pourcentages moyens cumulés de germination aux différentes concentrations de NaCl 135
Figure 46 : Taux final de germination des akènes de *Centaurea eriophora* L. en fonction de la salinité 136
Figure 47 : Relation linéaire entre le temps moyen de germination et la salinité 136
Figure 48 : Relation linéaire entre T_{50} germination et la salinité 137
Figure 49 : Relation linéaire entre le temps de latence en fonction des différents potentiels hydriques 138
Figure 50 : Relation linéaire entre la durée de germination en fonction des différents potentiels hydriques 139
Figure 51 : Evolution des pourcentages moyens cumulés de germination aux différentes concentrations de PEG $_{6000}$ 140

Figure 52 : Taux final de germination des akènes de *Centaurea eriophora* L. en fonction des différents potentiels hydriques 140
Figure 53 : Relation linéaire de temps moyen de germination en fonction différents potentiels hydriques. 141
Figure 54 : Relation linéaire de T_{50} en fonction des différents potentiels hydriques 141

Liste des tableaux

Tableau 1 : Biodiversité dans les point chauds des pays du Bassin Méditerranéen 7
Tableau 2 : Distribution des taxons retenus par type d'endémisme et par secteur phytogéographique 15
Tableau 3 : Répartition des niveaux de rareté par secteur phytogéographique 16
Tableau 4: Températures moyennes mensuelles (1913-1938) 59
Tableau 5: Températures moyennes mensuelles (1980-2017) 59
Tableau 6: Etages bioclimatiques 62
Tableau 7: Sous étages bioclimatiques. 62
Tableau 8: Répartition saisonnière des précipitations (mm) dans la commune de Tessala (1980-2017). 64
Tableau 9 : Répartition de la main d'œuvre (1987-1998). 68
Tableau 10 : Bilan des incendies des monts de Tessala [période (2010-2016)] 69
Tableau 11 : La superficie brulée par formation végétale des monts de Tessala (2010-2016). 69
Tableau 12 : Situation des relevés d'échantillonnage 74
Tableau 13 : Classification des différents éléments du sol selon leurs tailles. 77
Tableau 14 : Echelle d'appréciation de pH du sol 78
Tableau 15 : Echelle de la salure en fonction de la conductivité 78
Tableau 16 : Echelle d'interprétation des carbonates 79
Tableau 17 : échelle de la détermination de la teneur en matière organique. 80
Tableau 18 : Modèle de classification des espèces selon la fréquence spécifique. 84
Tableau 19 : Codification du coefficient d'abondance-dominance 86
Tableau 20 : Cordonnées géographiques des emplacements de récolte. 89
Tableau 21 : Caractérisation texturale des échantillons de sol retenus. 95
Tableau 22 : Taux d'humidité des échantillons de sol 96
Tableau 23 : Valeurs des paramètres chimiques mesurés pour les échantillons de sol 96
Tableau 24 : Classification des espèces recensées selon leurs familles 99
Tableau 25 : Classement des espèces recensées selon leurs types biogéographiques 102
Tableau 26: Classement des espèces inventoriées selon leurs types morphologiques 104
Tableau 27 : Classification des espèces recensées selon leurs familles, types biologiques, types morphologiques et types biogéographiques. 105
Tableau 28 : Tableau global des relevés floristiques. 110
Tableau 29 Distribution des espèces recensées selon leurs classes respectives 116

Tableau 30 : Classement des espèces recensées selon leurs fréquence d'apparition 117
Tableau 31 : Indices de diversité spécifique (en bit/individu) et d'équitabilité des différents relevés..... 120
Tableau 32 : Effet de la température sur les paramètres de germination des akènes de *Centaurea eriophora* L. 133
Tableau 33 : Effet de la salinité sur les paramètres de germination des akènes de *Centaurea eriophora* L. 137
Tableau 34 : Effet du stress hydrique sur les paramètres de germination des akènes de *Centaurea eriophora* L..... 142

Liste des abréviations

AFC : Analyse factorielle des correspondances

ANOVA : Analyse de la variance

APGIII : Angiosperm Phylogenetic Group III

CHA : Classification hiérarchique ascendante

DG : Durée de germination

DGF : Direction générales des forêts

DSA : Direction des services agricoles

M : Moyenne mensuelle de tous les maximas

m : Moyenne mensuelle de tous les minima

MPa : Mégapascal

ONM : Office national de météorologie

P : Précipitation moyenne annuelle en mm.

PEG : Polyéthylène glycol

ppm : Partie par million

Q2 : Valeur du quotient d'Emberger

T: Température moyenne annuelle en °C.

TFG : Taux final de germination.

TMG : Temps moyen de germination.

$\mathbf{T_{50}}$: Temps moyen.

TL : Temps de latence

UICN: Union international pour la conservation de la nature

Table des matières

Remerciements I
Dédicaces III
الملخص IV
Résumé V
Abstract VII
Liste des figures IX
Liste des tableaux XII
Liste des abréviations XIV
Table des matières XV
Introduction 1
Partie I : synthèse bibliographique 4
Chapitre I : biodiversité et biologie de conservation 5
1. La biodiversité 4
1.1. Aperçu du concept de « biodiversité » 4
1.1.1. Origine et historique 4
1.1.2. Définition et niveaux de biodiversité 4
1.2. Biodiversité en méditerranée 6
1.2.1. Richesse spécifique de la biodiversité en méditerranée 6
1.3. Biodiversité en Algérie 8
1.3.1. Richesse spécifique de la biodiversité végétale en Algérie 8
1.3.2. Problèmes liés à la connaissance de la biodiversité en Algérie 9
1.4. Altération de la biodiversité 10
1.4.1. En Algérie 11
1.4.1.1. Menaces d'ordre abiotique 11
1.4.1.2. Menaces d'ordre anthropique 12
2. Endémisme et rareté 13
2.1. Endémisme 13
2.2. Rareté 14
2.3. Endémisme et rareté en Algérie 15
3. La biologie de la conservation 17
3.1. Définition de la biologie de la conservation 17

3.2. Le suivi et le monitoring dans la cadre de la biologie de conservation. 18
3.2.1. Définitions..... 18
3.3. Méthodes de suivi et monitoring des espèces et des populations végétales..... 19
3.3.1. Les suivis démographiques 19
3.4. Procédures de conservation pouvant appliquer à *Centaurea eriophora* L. 21
3.4.1. Les banques des graines et des semences 21
3.4.2. Les procédures adoptées dans la conservation des graines..... 24
3.4.2.1. La récolte et la collecte de fruits ou de graines 24
3.4.2.1.1. Considérations à prendre en compte pendant la récolte 24
3.4.2.1.2. Protocole de récolte 25
3.4.2.2. Quantité initiale de la semence 26
3.4.2.3. Le transport 26
3.4.2.4. Traitement des graines récoltées avant conservation 26
3.4.2.4.1. Post-maturation..... 27
3.4.2.4.2. Extraction des graines. 27
3.4.2.4.3. Nettoyage..... 27
3.4.2.5. Détermination de la teneur en eau des graines..... 28
3.4.2.5.1. Tests qualitatifs..... 28
3.4.2.5.2. Déshydratation..... 30
3.4.2.6. Stockage 30
3.4.2.7. Conservation 31
3.4.2.7.1. Congélation..... 31
3.4.2.7.2. Lyophilisation ou ultra-dessiccation..... 31
3.4.2.7.3. La cryoconservation 31
Chapitre II : La famille des Asteraceae et monographie de *Centaurea eriophora* L. 34
1. La famille des Asteraceae (Compositae). 35
1.1. Généralités sur la famille des Astéracées. 35
1.2. Répartition géographique de la famille des Astéracées. 35
1.3. Description botanique. 36
1.3.1. Description de l'appareil végétatif. 36
1.3.1.1. Feuilles 36
1.3.1.2. Tiges. 36
1.3.1.3. Racines. 37

1.3.2. Description de l'appareil reproducteur. 37
1.3.2.1. L'inflorescence : 37
1.3.2.2. Le capitule 37
1.3.2.2.1. Le réceptacle 38
1.3.2.2.2. L'involucre 39
1.3.2.2.3. La fleur 41
1.3.2.2.4. Le fruit 42
1.4. Classification systématique de la famille des Astéracées. 43
2. Le genre *Centaurea* L. 44
2.1. Etymologie. 44
2.2. Répartition géographique. 44
2.3. Description botanique de *Centaurea* L. 44
2.3.1. Appareil végétatif 44
2.3.2. Appareil reproducteur. 45
2.3.2.1. Capitule. 45
2.3.2.2. Involucre et Bractées. 45
2.3.2.3. Fleur 45
2.4. Caractéristiques du genre *Centaurea* L. 46
3. Monographie de *Centaurea eriophora* L. 46
3.1. Description botanique 46
3.1.1. Appareil végétatif 46
3.1.2. Appareil reproducteur 48
3.1.2.1. Le capitule 48
3.1.2.2. L'involucre 48
3.1.2.3. La corolle 48
3.1.2.4. Le périanthe 48
3.1.2.5. Le gynécée 49
3.1.3. Les akènes 49
3.2. Répartition géographique 49
3.3. Classification de l'espèce de *Centaurea eriophora* L. 50
4. Justification de choix de l'espèce. 50
Partie II : Etude éxperimentale 52
Chapitre I : Présentation et localisation du site de l'étude 53

1. Présentation et localisation 52
2. Climat et bioclimat 54
2.1. Les précipitations 56
2.2. Les températures 58
2.2.1. Températures moyennes mensuelles de la période (1913-1938) 58
2.2.2. Températures moyennes mensuelles de la période 1980-2017 59
2.3. Synthèse climatique 60
2.3.1. Diagramme ombrothermique de Bagnouls et Gaussen 60
2.3.2. Quotient pluviothermique et Climagramme d'Emberger 61
2.3.3. Indice d'aridité de De Martonne 63
2.3.4. Répartition saisonnière des pluies 64
2.3.5. Conclusion 65
2.4. Aspect pédologique 66
2.4.1. Etagement des sols : 67
2.5. La végétation naturelle 67
2.6. Les menaces pesées sur la végétation 68
2.6.1. Influences anthropiques 68
2.6.2. Les incendie de forêts 69
2.6.3. Le pastoralisme 70
Chapitre II : Matériels et méthodes 72
1. Etude écologique 72
1.1. Equipements de terrain 72
1.2. Choix et localisation des stations 72
1.3. Etude pédologique 76
1.3.1. Analyses physiques 76
1.3.1.1. Humidité (H) 76
1.3.1.2. Analyse granulométrique et texture 76
1.3.2. Analyse chimique 78
1.3.2.1. Le potentiel hydrogène (pH) 78
1.3.2.2. Conductivité électrique (C.E) 78
1.3.2.3. Calcaire total (CT) 79
1.3.2.4. Calcaire actif (CA) 79
1.3.2.5. Matière organique (M.O) 79

1.4. Etude de la composition floristique Méthode utilisée 80
1.4.1.1. Abondance-dominance : 80
1.4.1.2. La sociabilité 81
1.5. Etude de la diversité floristique 81
1.5.1. Caractérisation biologique 81
1.5.2. Caractérisation systématique 82
1.5.3. Caractérisation morphologique 82
1.5.4. Caractérisation biogéographique 83
1.6. Traitement des données 83
1.6.1. Traitements numériques 83
1.6.1.1. La richesse spécifique des stations 83
1.6.1.2. La fréquence d'apparition (F) 83
1.6.1.3. Indice de diversité de Shannon-Wiener 84
1.6.1.4. Indice d'équitabilité 84
1.6.2. Traitement statistique des données écologiques 85
1.6.2.1. Analyse floristique et pédologique par l'A.F.C 86
1.6.2.2. Classification hiérarchique ascendante (C.H.A) 86
1.7. Confection d'un herbier 87
1.7.1. Prélèvement et collecte des espèces 87
1.7.2. Stockage et séchage 87
1.7.3. Identification des espèces 88
1.7.4. Mise en herbier et archivage 88
2. Etude de la germination des akènes de *Centaurea eriophora* L. 89
2.1. Matériel biologique 89
2.2. Méthode d'étude 89
2.2.1. Collection des akènes 89
2.2.2. Préparation de fiche d'espèce 90
2.2.2.1. Nomenclature de l'espèces 90
2.2.2.2. Biologie – Écologie 90
2.2.2.3. Description des graines 91
2.2.3. Préparation des akènes pour les essais de germination 91
2.2.4. Recherche des conditions optimales thermiques de germination 91
2.2.5. Effet du stress salin sur la germination 92

2.2.6. Effet du stress hydrique sur la germination 92
2.2.7. La précocité de germination ou temps de latence (TL) 93
2.2.8. Estimation du taux final de germination (TFG) 93
2.2.9. Temps moyen de germination (TMG) et Temps moyen (T50) 93
2.2.10. Cinétique de germination 94
2.3. Traitements statistiques 94
Chapitre III : Résultats et discussion 95
1. Résultats 95
1.1. Etude écologique 95
1.1.1. Etude pédologique 95
1.1.1.1. Les paramètres physiques 95
1.1.1.1.1. Composition élémentaire et texture 95
1.1.1.1.2. Humidité (H) 96
1.1.1.1.3. Les paramètres chimiques 96
1.1.2. Etude de la composition floristique 98
1.1.2.1. La richesse spécifique 98
1.1.2.2. Composition systématique 98
1.1.2.3. Caractérisation biologique 100
1.1.2.4. Caractérisation phytogéographique 101
1.1.2.5 Caractérisation morphologique 104
1.1.2.6. Traitement des données floristiques 116
1.1.2.6.1. Fréquence d'apparition spécifique 116
1.1.2.6.2. Evaluation des indices de diversité 119
1.1.3. Traitement statistique des données écologiques. 121
1.1.3.1. L'analyse factorielle des correspondances (A F C). 121
1.1.3.2. La classification hiérarchique ascendante (C H A). 126
1.1.4. Etude de la germination des akènes de *Centaurea eriophora* L. 128
1.1.5. Fiches descriptives de l'espèce étudiée 128
1.1.6. Description de la germination 129
1.1.7. Effet de la température sur la germination 129
1.1.7.1. Temps de latence (TL) 129
1.1.7.2. Durée de germination (DG) 130
1.1.7.3. Taux final de germination (TFG) 130

1.1.7.4. Temps moyen de germination (TMG) 131
1.1.7.5. Temps moyen (T_{50}) 132
1.1.8. Effet de la salinité sur la germination 133
1.1.8.1. Temps de latence (TL) 133
1.1.8.2. Durée de germination (DG) 134
1.1.8.3. Taux final de germination (TFG) 135
1.1.8.4. Temps moyen de germination (TMG) 136
1.1.8.5. Temps moyen (T_{50}) 136
1.1.9. Effet du stress hydrique sur la germination 138
1.1.9.1. Temps de latence (TL) 138
1.1.9.2. Durée de germination (DG) 138
1.1.9.3. Taux final de germination (TFG) 139
1.1.9.4. Temps moyen de germination (TMG) 141
1.1.9.5. Temps moyen (T50) 141
2. Discussion 143
2.1. Etude écologique 143
2.1.1. Etude pédologique 143
2.1.2. Etude de la composition floristique 144
2.1.3. Analyse statistique 147
2.2. Etude de la germination des akènes de *Centaurea eriophora* L. 149
Conclusion et perspectives 154
Références bibliographiques 156
Annexes 189

Introduction

Introduction

D’une vaste superficie au sein des points chauds Méditerranées (Médail et Quézel, 1997), l’Algérie renferme une diversité taxonomique et écosystémique importante (Yahi *et al.,* 2012) notamment le Nord du pays qui comprend approximativement 1630 taxons rares (Quézel & Santa, 1962–1963 ; Véla et Benhouhou, 2007). Sa position géographique et la structure de ses étages bioclimatiques font de ses terroirs un gisement relativement important de ressources phytogénétiques. Parmi ce patrimoine national, nous citons les écosystèmes montagneux qui constituent un véritable pôle de diversification des espèces représentant ainsi une valeur biologique exceptionnelle et un intérêt biogéographique irremplaçable.

Cependant, la croissance démographique galopante, les conditions climatiques difficiles marquées par des périodes de sécheresse prolongées, la qualité des sols et leur dégradation constante, conjugués aux négligences humaines par des pratiques culturales non adaptées telles que le surpâturage, coupes illicites, défrichement et incendies, ont entraîné une surexploitation des ressources naturelles et devraient encore aggraver, mettant en danger l’intégrité et la pérennité de ces écosystèmes (Boukerker, 2016). En effet, des plantes autrefois communes, par suite d'altérations dans les milieux, ont périclité et se sont éteintes dans de nombreux pays (Aymonin, 1980). 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 (Zeraïa, 1983).

La région de Tessala, site de l’étude, est une zone montagneuse située au Nord-Ouest de l’Algérie ; elle est reconnue par sa diversité et sa richesse floristique (Ferka Zazou, 2006 ; Saidi, 2017 ; Ouici, 2019). En effet, ce secteur a attiré l’attention de la communauté scientifique par la réalisation de nombreuse études écologiques, phytosociologiques et multidisciplinaires (Charif, 2001 ; Bouzidi, 2009 ; Chérifi, 2009 ; Bouidjra *et al.*,2011 ; Bouterfas, 2011 ; Bouzid, 2012 ; Fertout *et al.,* 2015 ; Dif, 2015 ; Saidi *et al.*, 2015 ; Chérifi *et al.*, 2017 ; Adjoudj, 2019 ; Belahcene, 2019 et Hakemi, 2020). Le cortège floristique du mont de Tessala est aujourd’hui sous la menace de plusieurs facteurs comme les conditions climatiques contraignantes (saison sèche prolongée), le surpâturage, les incendies, le défrichement, l’exploitation abusive des espèces, notamment les espèces médicinales, dont l’action conjuguée fait que le couvert végétal est en dégradation (Cherifi *et al.,* 2011 ; Cherifi *et al.,* 2017). Face à cette problématique, il est

devenu indispensable de mettre en œuvre des moyens de conservation et des plans de protection de ce patrimoine végétal.

Dans son cadre général, 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). La conservation des taxa au sein des écosystèmes naturels est une solution idéale, mais elle devient de plus en plus difficile compte tenu des régressions dans la flore et des dégradations des conditions mésologiques. L'orientation à la conservation *ex-situ* par les organismes et les institutions responsables est devenue une nécessité incontournable du fait de son efficacité d'une part et de l'absence de ses coûts d'autre part. 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 les méthodes appropriées.

Parmi les espèces peuplant les monts de Tessala, nous nous sommes intéressés à *Centaurea eriophora* L. qui se répartit en Algérie, au Maroc et la péninsule ibérique. Quézel et Santa (1963) ont souligné que cette espèce est classée comme assez rare en Algérie en général, A l'instar de notre pays, ce taxon est parfois considéré comme une plante adventice des terres cultivées dans certains régions du Maroc. Ce taxon est méconnu biologiquement, notamment dans les domaines : écologique, pharmaceutique ou même agricole. En effet, peu de travaux lui ont été consacrés. Parmi ces travaux, nous citons ceux de Witztum *et al.* (1996) et de De clavijo (2002) qui ont traité le mécanisme de dispersion des graines par le vent grâce à leurs pappus et l'effet du poids des akènes sur leur germination et croissance vis-à-vis de la température.

Au niveau du site d'étude et d'après nos observations personnelles, cette espèce est représentée par quelques populations restreintes. Cela peut s'expliquer par les conditions climatiques contraignantes, la fragilité des écosystèmes et l'influence de l'homme se traduisant par la fragmentation des habitats et la disparition d'espèces et de populations, mais aussi par manque de données sur la viabilité des akènes de cette espèce

Vu que *C. eriophora* est considérée en Algérie comme espèce assez rare et par manque de données sur son écologie et la viabilité de ses akènes, le présent travail s'inscrit dans le cadre de la biologie de la conservation. Il consiste à étudier :

- L'autoécologie de *C. eriophora* évoluant dans le mont de Tessala (Algérie nord occidentale), à travers la caractérisation de son cortège floristique et de son substrat

édaphique afin de déterminer ses exigences écologiques et son statut patrimonial actuel au niveau local.

- Le comportement germinatif de ses akènes dans des conditions contrôlées vis-à-vis de quelques facteurs abiotiques, à savoir la température, la salinité et le stress hydrique. Ceci permettra de faire ressortir les conditions optimales qui régissent la physiologie de germination de *C. eriophora* et ce en vue de sa conservation *ex-situ* dans le cadre de la banque de graines.

La thèse est scindée en deux parties : bibliographique et expérimentale. La première partie de notre travail comprend une synthèse bibliographique, comprenant les chapitres suivants :

- Le premier chapitre porte sur la biodiversité et la biologie de conservation ;
- Le deuxième chapitre est consacré à la description de la famille des Asteraceae et à la monographie de *C. eriophora* L. ;

La seconde partie, expérimentale, est représentée par trois chapitres :

- Le premier chapitre est consacré à la présentation du site d'étude,
- Dans le second chapitre, sont développés les matériels et méthodes utilisés pour la réalisation de ce travail ;
- Le troisième chapitre comporte l'interprétation et la discussion des résultats obtenus.

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

Partie I

Synthèse bibliographique

Chapitre I

Biodiversité et biologie de conservation

1. La biodiversité

1.1. Aperçu du concept de « biodiversité »

1.1.1. Origine et historique

Du point de vue historique, l'expression de « *Biological Diversity* » a d'ailleurs été initiée par Lovejoy en 1980 et nombreux naturalistes qui s'inquiétaient de la destruction rapide de milieux naturels, tels que les forêts tropicales. Tandis que le terme « *Biodiversity* » a été inventé par Walter G. Rosen en 1985, lors de la préparation du national forum on « *Biological Diversity* » organisé par le national Research Council en 1986.

C'est un néologisme apparu lors de la XVIIIe assemblée générale de l'union internationale de conservation de la nature (UICN) qui s'est tenue à Costa Rica. Wilson (1988), en faisant le compte rendu de cette assemblée, abordait le terme de biodiversité pour la première fois dans une publication scientifique.

La biodiversité pénétra le champ des sciences d'une manière officielle lors de la conférence de Rio (1992), concernant la détermination de valeur fondamentale de la biodiversité pour le fonctionnement d'écosystèmes ou la survie des populations dans des conditions environnementales en évolution (Barbault, 1995). Ainsi, la biodiversité se définit et s'explique par plus d'une centaine de définitions (Blondel, 2005).

1.1.2. Définition et niveaux de biodiversité

Pour Frankel (1970), la diversité biologique, ou biodiversité est la variété et la variabilité de tous les organismes vivants. Ceci inclut la variabilité génétique à l'intérieur des espèces et de leurs populations, la variabilité des espèces et de leurs formes de vie, la diversité des complexes d'espèces associées et de leurs interactions et celle des processus écologiques qu'ils influencent ou dont ils sont les acteurs (dite diversité écosystémique).

La définition la plus considérable de la diversité biologique est celle qui est mentionnée dans le deuxième article du rapport de la convention sur la diversité biologique : « Variabilité des organismes vivants de toute origine y compris, entre autres, les écosystèmes terrestres, marins et autres écosystèmes aquatiques et les complexes écologiques dont ils font partie ; cela comprend la diversité au sein des espèces et entre espèces ainsi que celle des écosystèmes » (United Nations, 1992).

Dans une définition plus récente, Edward O. Wilson (2000) laisse entrevoir les difficultés de ce concept : la biodiversité est la diversité de toutes les formes du vivant. Pour un scientifique, c'est toute la variété du vivant étudiée à trois niveaux : les écosystèmes, les espèces qui composent les écosystèmes et, enfin, les gènes que l'on trouve dans chaque espèce. Elle joue un rôle fondamental dans les interactions biologiques, dans le fonctionnement des écosystèmes, les grands équilibres de la planète (climat, cycles biogéochimiques…). Ainsi, la biodiversité s'évaluera sur trois niveaux de diversité biologique, le niveau des espèces (la diversité spécifique), le niveau des écosystèmes (la diversité écologique) et le niveau des gènes (la diversité génétique) (Dobson, 1985 ; Wilson, 1992 ; Eldredge et Miller, 1998)

L'appréhension de la diversité biologique fait appel à de nombreuses disciplines telles que l'écologie, la biologie, la géologie, la biogéographie, la biologie de la conservation, la génétique, la systématique, l'ethnobiologie...etc. L'intérêt de ce concept tient notamment à son caractère mesurable au niveau de l'espèce (nombres d'espèces sur une surface donnée, fréquence, abondance des espèces, densité d'individus…) (Gaston, 2000 ; Purvis et Hector, 2000), dont on peut distinguer trois niveaux de diversité :

- **La diversité intraspécifique :**

Elle concerne la variabilité génétique des populations. Héritage de l'histoire de l'espèce, elle constitue une richesse distribuée entre individus pour répondre aux changements de l'environnement. De plus, la diversité génétique (variabilité allélique) est une garantie du potentiel d'évolution à long terme (Lande, 1988 ; Ellstrand et Elam, 1993 ; Begon *et al.*, 1996 ; Young *et al.*, 1996).

- **La diversité des espèces**

Vue sous l'angle de leurs fonctions écologiques au sein de l'écosystème, il existe une grande variété de formes, de tailles et de caractéristiques biologiques parmi les espèces. Mises en jeu individuellement ou par groupes au sein des réseaux trophiques, ces propriétés ont une influence sur la nature et l'importance des flux de matière et d'énergie au sein de l'écosystème. Les interactions entre espèces, considérées non seulement sous l'angle de la compétition mais également sous celui du mutualisme et des symbioses, apportent une contribution intégrée de la diversité biologique à la dynamique des écosystèmes. (Figure 1).

- **La diversité des écosystèmes :**

Elle correspond à la variété et à la variabilité temporelle des habitats. On considère généralement que la richesse en espèces est en fonction de la diversité des habitats et du nombre de niches écologiques potentiellement utilisables. Les écosystèmes, grâce à leur diversité biologique, jouent un rôle global dans la régulation des cycles biogéochimiques (fixation, stockage, transfert, recyclage des éléments nutritifs, etc.) et du cycle de l'eau (Dajoz, 2008 ; Lévêque & Mounolou, 2008).

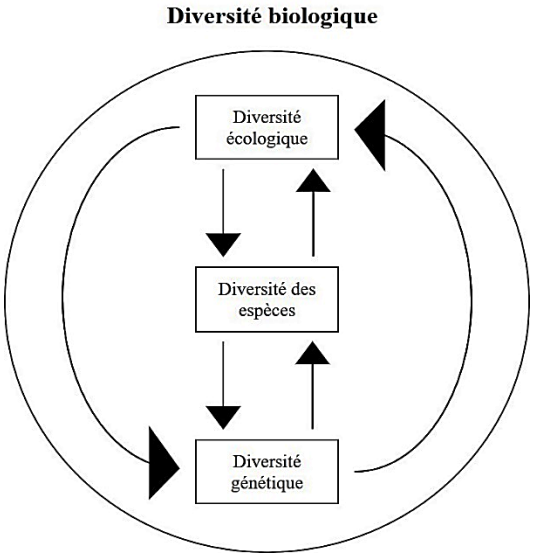


Figure 1 : Le concept de biodiversité concerne l'ensemble des interactions entre la diversité des espèces, leur diversité génétique et la diversité des systèmes écologiques (Di Castri & Younès, 1990).

1.2. Biodiversité en méditerranée

1.2.1. Richesse spécifique de la biodiversité en méditerranée

Les cinq écorégions du monde à climat méditerranéen couvrent une surface équivalente à seulement 1,6% des surfaces émergées, dont près à 80% autour de la méditerranée (Médail et Quézel, 1997). Cette région se caractérise par une exceptionnelle biodiversité (Cowling *et al*., 1996).

La richesse spécifique est estimée à 25000/30000 espèces et sous-espèces (Médail et *al.*, 2012) (tableau 1) et une richesse élevée en végétaux rares principalement concentrés dans de grandes familles végétales (Dominguez Lozano et Schwartz, 2005). Le bassin méditerranéen lui seul contient plus de 10% des espèces des plantes du monde (phanérogames et ptéridophytes)

réparties en points chauds dits « *hotspots* ». En Europe, 80% des plantes endémiques sont méditerranéennes (Blondel et Aronson, 1999) (Figure 2).

Tableau 1 : Biodiversité dans les points chauds des pays du Bassin Méditerranéen (Quézel, 1995).

Pays	Surfaces en régions Méd. (ha).	Nombre d'espèces en région Méd.
Algérie	300 000	2700
Maroc	300 000	3800
Tunisie	100 000	1600
Libye	100 000	1400
Egypte	15 000	1100
Jordanie	10 000	1800
Syrie	50 000	2600
Liban	10 000	2600
Turquie	480 000	5000
Grèce	100 000	4000
Italie	200 000	3850
France	50 000	3200
Espagne	400 000	5000
Portugal	70 000	2500

D'après les travaux de Quézel (1995) sur la richesse et la diversité de la région méditerranée en surface et en nombre d'espèce, l'Algérie occupe la septième position de point de vue richesse en nombre d'espèces si on la compare avec les autre pays méditerranée (Tableau 1).

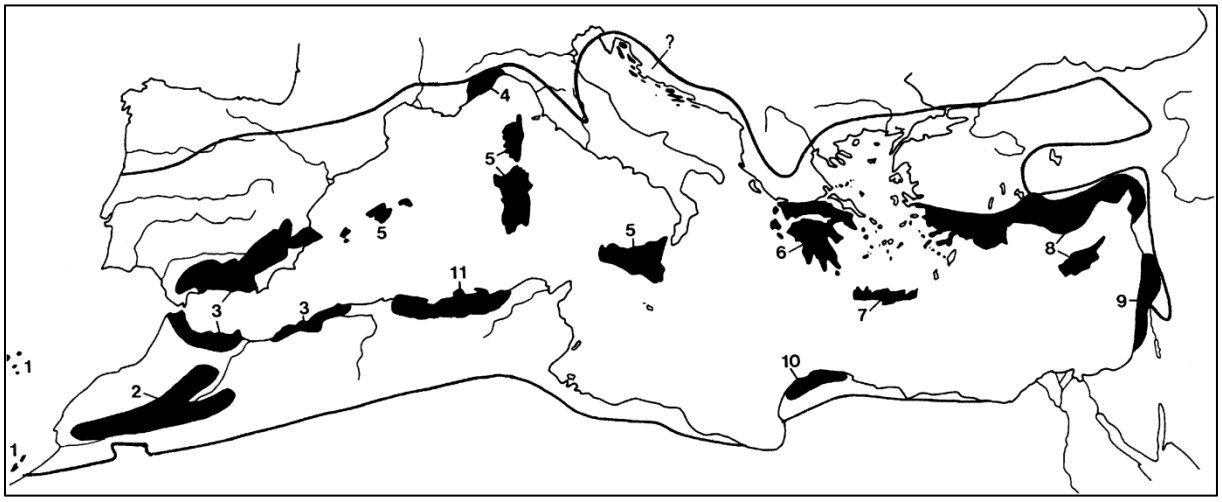


Figure 2 : Positionnement et délimitation géographique de l'ensemble des points chauds du bassin Méditerranéen (Véla et Benhouhou, 2007)

(1) : Madère et Canaries ; **(2)** : Haut et Moyen Atlas ; **(3)** : complexe bético-rifain ; **(4)** : Alpes maritimes et ligures ; **(5)** : îles tyrrhéniennes ; **(6)** : Sud- et Centre-Grèce ; **(7)** : Crète ; **(8)** : Sud-Anatolie et Chypre ; **(9)** : Syrie–Liban–Palestine ; **(10)** : Cyrénaïque méditerranéenne ; **(11)** : Kabylies–Numidie–Kroumirie.

1.3. Biodiversité en Algérie

L'Afrique du Nord qui ne constitue qu'une partie du monde méditerranéen (environ 15%) ne possède pas, actuellement, de bilan précis relatif au nombre des espèces végétales existantes de 5000 à 5300 (Quézel, 2000). La biodiversité Algérienne représente un élément essentiel des équilibres écologiques, climatiques et socio-économiques de différentes régions du pays. Sa situation actuelle se présente comme l'une des plus critiques dans la région méditerranéenne (Ikermoud, 2000).

Pourtant que l'Algérie renferme une diversité taxonomique, éco systémique et paysagère très importante dans une vaste superficie estimée de 2 381 474 km^2, il reste concerné et menacé par la régression des ressources phytogénétiques (Bestaoui, 2001). L'étude de ces richesses floristiques a fait l'objet de plusieurs travaux, parmi eux nous pouvons citer ceux de : Cosson, 1853 ; Battandier et Trabut, 1888-1889 ; Flahaut, 1906 ; Tradescant, 1960 et Alcaraz, 1976.

1.3.1. Richesse spécifique de la biodiversité végétale en Algérie

En Afrique du Nord, Médail et Quézel (1997), ont recensé environ 3800 espèces au Maroc méditerranéenne, 3150 en Algérie méditerranéenne et 1600 en Tunisie méditerranéenne ; le nombre approximatif des endémiques étant respectivement de 900, 320 et 39. Alors qu'au niveau du pays, la flore Algérienne a été estimée par Quézel et Santa (1962) à 3139 espèces dont 653 sont endémiques, soit un taux d'endémisme d'environ 12,6 %. Plus tard, Yahi et Benhouhou (2011) ont annoncé que la flore algérienne comprend 3994 taxons répartis sur 131 familles botaniques et 917 genres où 464 taxons sont des endémiques nationales (387 espèces, sous-espèces 53 et 24 variétés). Ce qui signifie que la flore Algérienne n'est pas complètement explorée ou elle nécessite une mise à jour générale en incluant des paramètres bien précis et un personnel qualifié pour le cas échéant.

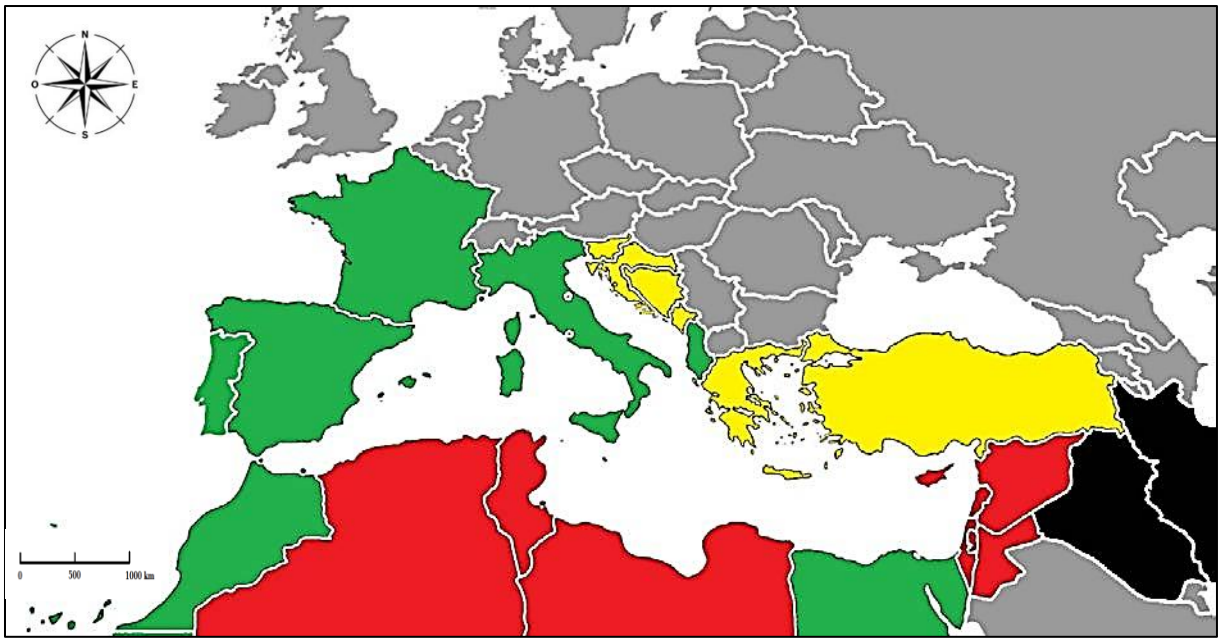
Selon diverses études, la phytodiversité algérienne (naturelle et agricole) compte environ 5000 espèces et taxons confondus (MREE, 2016) répartie comme suit :

- 3139 espèces de spermaphytes décrites totalisant 5402 taxons en tenant compte des sous-espèces, de variétés et autres taxons sub-spécifiques ;
- 67 espèces végétales parasites (10 autres seraient inconnues) ;
- Environ 1000 espèces présentent des vertus médicinales (60 autres espèces seraient encore inconnues) ;

- 1670 espèces (soit 53,20% de la richesse totale algérienne) sont relativement peu abondantes et se présentent comme suit : 314 espèces assez rares (AR), 590 espèces rares (R), 730 espèces très rares (RR) et 35 espèces rarissimes (RRR) ;
- Près de 700 espèces sont endémiques ;
- 226 espèces sont menacées d'extinction et bénéficient d'une protection légale (décret n° 12-03 du 4 janvier 2012). 850 espèces ont été recensées dont, environ, 150 espèces sont menacées ;
- 13 espèces de phytoplancton, des algues marines et des macrophytes, ont été recensées. Pour les champignons, plus de 150 espèces sont connues.

1.3.2. Problèmes liés à la connaissance de la biodiversité en Algérie

La biodiversité méditerranéenne est reconnue aujourd'hui comme étant à la fois parmi les plus riches et les plus menacées du monde, à travers le concept de « hotspot » (Myers *et al.*, 2000). Pour son compartiment végétal, le bassin méditerranéen est même le troisième hotspot « le plus chaud » de la planète, avec ses 30.000 espèces dont près de 50% endémiques (Greuter 1991) et un niveau de menaces d'origine anthropique toujours croissant lié à une démographie très marquée (Cincotta *et al.,* 2000 ; Benoit & Comeau, 2005). La richesse régionale en endémisme principalement due à l'existence de nombreuses zones de persistance des espèces pendant les glaciations (Verlaque *et al.,* 1997 ; Médail et Diadéma, 2009), a permis aussi de définir des mini-hotspots régionaux au sein du bassin méditerranéen (Médail et Quézel, 1997 ; Véla et Benhouhou, 2007). Mais la connaissance fine de cette biodiversité se heurte à des lacunes et leur étude à l'échelle territoriale s'entache de beaucoup d'approximations. Un projet récent, coordonné par l'UICN (Radford *et al.,* 2011), a visé à rassembler et diffuser la meilleure partie de ces connaissances, tout en pointant du doigt les principales lacunes et en proposant des orientations de recherches et d'actions à l'avenir (Figure 3).



Fi gure 3 : Niveau de connaissance floristique dans les pays méditerranéens (vert = flore complète et récente ; jaune = flore assez ancienne et/ou en cours de révision ; rouge = flore très ancienne ; noir = pas de flore complète) (Vela, 2017).

A l'air de cette classification proposée par (Vela, 2017), l'Algérie est considérée parmi les pays en attente en termes de la connaissance de flore et de la biodiversité végétale dont la dernière flore a été publiée à l'indépendance (Quézel & Santa 1962-1963). L'Algérie partage cette classification avec plusieurs pays comme la Tunisie, la Lybie, le Liban, la Syrie et Palestine. Vela (2017) a cité que malgré le niveau de connaissance et d'activité taxonomique plutôt avancés, aucune de ces pays n'a édité de flore depuis.

1.4. Altération de la biodiversité

On considère que l'être humain est à l'origine de la sixième catastrophe avec une estimation du taux d'extinction de mille fois supérieur à l'extinction de routine (Blondel, 2006). Chaque année, entre 17000 et 100000 espèces disparaissent définitivement de notre planète. Certains avancent également qu'un cinquième de toutes les espèces vivantes pourrait disparaître dans les 30 ans (Probst et Cibien, 2006).

En plus des coûts écologiques, la perte de la biodiversité engendre des coûts économiques importants. Une première tentative de mesure du coût de l'inaction a été présentée dans une étude commandée par l'Union européenne en 2008 : selon les premières conclusions, en 2050, la perte de la biodiversité représenterait au moins 7 % du PIB mondial (Enveropea, 2009). A l'origine de cette situation on trouve la croissance de la population humaine mondiale et de ses activités non durables (Ozenda, 2000). Parmi les exemples des facteurs, on peut citer la

déforestation et la fragmentation des forêts, le drainage des zones humides et autres destructions d'habitats, le développement industriel et urbain, l'expansion agricole, la surconsommation des ressources, la pollution de l'air et de l'eau, les changements climatiques, désertification et la propagation d'espèces exotiques envahissantes (UICN, 2002 ; OCDE, 2008). Ainsi c'est la surexploitation des écosystèmes et leur profonde et rapide modification qui engendre cette crise, plus que la destruction directe de la faune ou de la flore (Probst et Cibien, 2006).

1.4.1. En Algérie

Appartenant au Bassin Méditerranéen, l'Algérie fait partie d'une des zones disposant d'un haut potentiel de variabilité génétique. En outre, du fait de l'immensité relative de son territoire, l'Algérie dispose d'un large éventail d'écosystèmes différents, ce qui multiplie la diversité de ses ressources génétiques. Des menaces latentes pesaient depuis plusieurs décennies déjà sur la diversité biologique et la société n'a pas su les prévenir et encore moins les contrer. En conséquence, du Nord au Sud et de l'Est à l'Ouest du pays, la biodiversité est soumise en permanence à de multiples formes de dégradation et d'appauvrissement. Les menaces pèsent sur toutes les composantes et sur tous les niveaux de la biodiversité. Ces menaces sont de deux ordres : il existe, d'une part, des menaces que l'on peut qualifier d'ordre abiotique et il existe, d'autre part, des menaces d'ordre anthropique.

1.4.1.1. Menaces d'ordre abiotique

Elles sont constituées d'abord par les changements climatiques qui semblent affecter toute la planète et qui se traduisent, en Algérie, par une tendance dominante à l'aggravation de la sécheresse dans tous les étages bioclimatiques du pays.

La dégradation de la biodiversité est influencée par les changements climatiques qui à leur tour rendent les écosystèmes plus vulnérables et réduisent leur capacité en tant que puits importants de carbone. Cela entraîne une émission plus importante de gaz à effet de serre dans l'atmosphère et exacerbe les changements climatiques. Eu égard au caractère aride et semi-aride de son climat, l'Algérie ressentira d'avantage les effets des changements climatiques. Le dérèglement actuel du cycle « évaporation-pluie » conduit à envisager l'occurrence probable d'événements extrêmes comme les sécheresses prolongées ou les inondations catastrophiques ce qui constitue une menace sévère sur les écosystèmes terrestres et par conséquent sur la biodiversité.

Les menaces abiotiques se présentent aussi, de manière plus visible, sous forme d'érosion éolienne et hydrique qui affectent le couvert végétal, démantèlent les sols et accélèrent le processus de désertification en œuvre.

La salinisation a été identifiée comme un processus majeur de la dégradation des terres (Khacheba, 2011). Elle constitut un problème qui menace l'équilibre de l'environnement à différentes échelles, de la cellule végétale jusqu'à l'écosystème (Dutuit *et al.*, 1994). En Algérie, les facteurs qui contribuent à l'extension du phénomène de salinisation des terres sont liées à l'aridité du climat qui porte sur plus de 95% du territoire (Daoud et Halitim, 1994 ; Djili *et al.*, 2003 ; Saidi, 2004).

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).

1.4.1.2. Menaces d'ordre anthropique

Les facteurs de risque les plus importants de la diminution de la biodiversité sont représentés par les différentes activités anthropiques : destruction et/ou surexploitation de ressources biologiques, surpâturage, extension des terres cultivées, développement de l'armature urbaine, développement des travaux d'infrastructures, pollutions, tourisme, chasse et braconnage.

Malgré les efforts déployés en matière de conservation et de protection par les différents services concernés, la biodiversité forestière est en régression dans la plupart des régions d'Algérie. En effet, outre la vulnérabilité naturelle qui caractérise la forêt méditerranéenne et les formations sub-forestières, la forêt algérienne continue à subir des pressions diverses et répétées réduisant considérablement ses potentialités végétales, hydriques et édaphiques. Parmi les facteurs de dégradation, il y a lieu de relever :

- **Les incendies :** chaque année, en moyenne, 12 % des superficies forestières (35 000 ha) sont parcourus par les incendies. Les feux de forêt sont à l'origine des dégâts parfois irréversibles en termes de biodiversité (destruction des biotopes de la faune sauvage). Pour la seule période 2004-2008, les incendies ont ravagé près de 140 515 ha en superficies forestières (DGF, 2009) ;
- **Le surpâturage :** la forêt sert de parcours permanent pendant la saison des neiges pour les éleveurs du nord. Elle est aussi terre de transhumance pour les troupeaux steppiques ;

- **Les coupes de bois :** suite à la hausse des prix du bois, les coupes illicites de bois de chauffage, de bois d'œuvre pour la construction et de bois d'ébénisterie sont en augmentation. Ces coupes affectent les arbres ayant les caractéristiques phénotypiques et génétiques les meilleures ;
- **Les défrichements :** les populations montagnardes, privées de surfaces agricoles et marginalisées procèdent à des labours à la lisière des forêts. Ces pratiques, outre qu'elles ont un effet désastreux sur les sols, provoquent des antagonismes permanents entre les riverains et l'administration forestière guidée par un souci de protection des forêts.

2. Endémisme et rareté

2.1. Endémisme

La richesse spécifique et l'endémisme sont deux symboles représentatifs de la diversité biologique généralement pris en compte en biologie de la conservation car ils reflètent la complexité et la particularité d'une communauté végétale (Caldecott *et al.,* 1996). L'endémisme désigne une unité taxinomique dont la distribution géographique se limite à une zone biogéographique donnée, de taille plus réduite que celle des taxons les plus proches sur le plan évolutif. L'endémisme est donc une notion relative qui n'a de sens que si elle est associée à un territoire biogéographique, voire à une région naturelle (ou écorégion) (Médail, 2014).

Les espèces endémiques sont donc des espèces dont l'aire de répartition est restreinte à un territoire spécifié, le plus souvent peu étendu. Les endémiques sont des espèces confinées à des zones bien délimitées (Zeraia, 1983). Ce terme d'espèces endémiques regroupe en fait des espèces « d'âges » très différents (Favarger et Contandriopoulos, 1961). En raison même de leur aire de répartition très restreinte, les endémiques ont un risque d'extinction élevé, notamment selon les critères de l'IUCN (Rodrigues *et al.,* 2006). Il peut cependant s'agir d'espèces naturellement rares dont les populations sont parfois stables (Lavergne *et al.,* 2005)

Si l'ensemble du Bassin méditerranéen renferme près de 50% d'endémisme spécifique ou sub-spécifique chez les plantes vasculaires (Médail et Quézel, 1997), celui-ci n'est pas aussi uniformément réparti que la richesse spécifique. En effet, il se concentre en particulier dans des secteurs à haut niveau d'endémisme régional, qui sont préférentiellement (Velarque *et al.* 1997) :

- Dans les zones de collisions de plaques (chaînes de montagnes et grandes failles tectoniques) ;

- Les grandes îles actuelles (Corse, Sicile, Crète, Chypre...) ou les anciennes îles rattachées au bloc continental (Calabre, Kabylies...) ;
- Sur des roches sédimentaires (calcaires ou dolomitiques) et ophiolitiques (croûte océanique émergée).

2.2. Rareté

De nombreuses théories se sont succédées pour tenter de définir, d'expliquer la rareté naturelle, de la comprendre, faisant intervenir l'âge des espèces, leur histoire évolutive, leur diversité génétique ou encore la spécificité de leur habitat. Pour mettre en évidence des différences de biologie entre espèces rares et communes, il est donc nécessaire d'utiliser des définitions précises de la rareté et de prendre en compte les biais inhérents à ces définitions (Lavergne, 2003).

Le terme de rareté provient du latin « *Raritas* » et désigne la qualité de ce qui est peu commun, peu abondant. Plusieurs définitions de la rareté tiennent compte de la répartition géographique des espèces (Gaston, 1991), de son abondance ou de ces facteurs pris à la fois ensemble (Rabinowitz, 1981 ; Rabinowitz *et al.*, 1986). Selon Gégout (1995), la rareté d'une espèce peut être due à trois raisons : elle est caractéristique d'un autre milieu que celui étudié et y est donc par accident ; elle est « naturellement » rare, sa fréquence est très faible dans toutes les conditions écologiques ; elle a une écologie très étroite.

Une espèce rare c'est une espèce difficile à trouver, peu fréquente, représentée par un petit nombre d'individus. Mais si on l'observe d'un peu plus près, la rareté réserve des surprises : une espèce rare à l'échelle d'un pays peut apparaître localement abondante dans une région particulière (Gaston, 1994). L'espèce est à la fois rare par endroits et commune ailleurs. La rareté semble dépendre du lieu. Par ailleurs, la rareté semble être intimement associée à un type de milieu : une espèce caractéristique des tourbières ou des hautes montagnes est introuvable ailleurs (Gaston et Kunin, 1997).

En écologie : « la rareté est simplement le statut actuel d'un organisme existant qui, par une combinaison de facteurs biologiques et physiques, est réduit soit en effectif, soit en distribution à un niveau manifestement plus faible que la majorité des autres organismes d'entité taxonomique comparable » (Reveal, cité par Gaston 1997).

2.3. Endémisme et rareté en Algérie

La mention de l'endémisme dans la flore de Quézel et Santa (1962-1963) se fait de plusieurs façons. Lorsque le taxon est considéré comme endémique d'Algérie, il est signalé par la mention simple « endémique » (noté End.). L'endémisme est également mentionné lorsqu'il est commun avec un territoire voisin qui est alors précisé (Rif, Maroc, Tunisie, Sicile...). Enfin, deux autres types d'endémisme sont mentionnés sans autre précision, l'endémisme nord-africain (noté N.A.) et l'endémisme saharien (noté Sah.) (Véla et benhouhou, 2007).

Le nombre de taxons endémiques calculés à partir de la flore de Quézel et Santa (1962-1963) pour l'Algérie du Nord est 407, dont 338 au rang d'espèce et seulement 48 et 21 aux rangs de sous-espèce et de variété. Pour mémoire, les taxons endémiques ou subendémiques sont au nombre de 464 (387 espèces, 53 sous-espèces et 24 variétés) pour l'ensemble du territoire national (Tableau 2).

Tableau 2 : Distribution des taxons retenus par type d'endémisme et par secteur phytogéographique (selon Quézel et Santa (1962, 1963)) ; établi par Véla et Benhouhou (2007)

Secteur	Total Taxons	(Taxons renseignés)	Algérie	Algérie +Libye	Algérie +Maroc	Algérie +Niger	Algérie +Sicile	Algérie +Tunisie	Non Endémique	(Endémiques sensu lato)
O1	-	439	58	0	36	0	0	9	336	103
O2	-	319	37	0	30	0	0	7	245	74
O3	-	450	41	0	46	0	0	7	356	94
A1	-	469	38	0	17	0	0	18	397	73
A2	-	399	32	0	22	0	0	16	329	70
K1	-	502	44	0	18	0	1	23	416	86
K2	-	525	56	0	19	0	1	25	424	101
K3	-	502	36	0	9	0	0	31	426	76
C1	-	395	40	0	16	0	1	26	312	83
H1	-	280	38	0	37	0	0	7	198	82
H2	-	179	19	0	14	0	0	14	132	47
Hd	-	66	4	0	4	0	0	4	54	12
AS1	-	236	18	0	36	0	0	1	181	55
AS2	-	160	12	0	18	0	0	1	129	31
AS3	-	308	29	0	19	0	1	12	247	61
N. Algérie	-	***1720***	***224***	***0***	***124***	***0***	***1***	***58***	***1313***	***407***
SS1	-	123	18	0	16	0	0	4	85	38
SS2	-	140	22	1	9	0	0	11	97	43
SO	-	50	8	0	9	0	0	0	33	17
SC	-	163	20	0	3	2	0	2	136	27
SM	-	25	2	0	0	0	0	0	23	2
Sahara	-	306	50	1	23	2	0	12	218	88
Tous secteurs	***3744***	***1919***	***264***	***1***	***136***	***2***	***1***	***60***	***1456***	***464***

O1 : Sous-secteur des Sahels littoraux ; **O2** : Sous-secteur des plaines littorales ; **O3** : les monts de Tlemcen et autres montagnes du Tell oranais ; **A1** : Sous-secteur littoral Algérois ; **A2** : Sous-secteur de l'Atlas Tellien ; **K1** : Grande Kabylie **; K2** : Petite Kabylie **; K3** : Numidie ; **C1** : secteur du Tell constantinois ; **H1** : Sous-secteur des Hauts-Plateaux algérois et oranais ; **H2** : Sous-secteur des Hauts-Plateaux constantinois ; **Hd** : Sous-secteur du Hodna **; AS1** : Sous-secteur de l'Atlas Saharien oranais ; **AS2** : Sous-secteur de l'Atlas Saharien algérois ; **AS3** : Sous-secteur de l'Atlas Saharien constantinois ; **SS1** : Sous-secteur occidental du Sahara Septentrional ; **SS2 :** Sous-secteur oriental du Sahara Septentrional ; **SO** : Secteur du Sahara Occidental ; **SC** : Secteur du Sahara Central ; **SM** : Secteur du Sahara Méridional

Pour l'Algérie du Nord, 1630 taxons plus ou moins rares ont été retenus, dont 1034 au rang d'espèce, puis 431 et 170 aux rangs de sous-espèce et variété. En général, les taxons plus ou moins rares sont au nombre de 1818 (1185 espèces, 455 sous-espèces et 178 variétés) pour l'ensemble du territoire national. Tous niveaux de rareté confondus, le nombre de taxons au niveau des 15 secteurs phytogéographiques du Nord de l'Algérie permet d'identifier les secteurs à valeur patrimoniale élevée (Tableau 3) (Véla et Benhouhou, 2007).

Tableau 3 : Répartition des niveaux de rareté par secteur phytogéographique, d'après Quézel et Santa (1962, 1963) ; établi par Véla et Benhouhou (2007)

Secteur	K2	K1	K3	A1	O3	O1	A2	C1	02	AS3	H1	AS1	H2	AS2	Hd
AR	150	160	121	119	126	111	142	123	108	100	86	78	66	63	27
R	242	231	206	185	229	199	174	174	143	144	121	108	73	72	30
RR	92	74	130	120	62	82	48	59	32	48	48	33	20	15	5
RRR	3	2	9	6	3	5	0	1	1	2	2	2	0	1	0
RR(x), RRR(x)	0	0	1	2	1	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0
Total taxons rares	**487**	**467**	**467**	**432**	**421**	**397**	**365**	**357**	**284**	**294**	**257**	**221**	**159**	**151**	**62**

AR : assez rare ; **R** : rare ; **RR** : rarissime ; **RRR** : très rare.

Dans l'ensemble, dans le Nord de l'Algérie, 11,8% de la flore est composée de taxons endémiques ou sub-endémiques. Chez les taxons très rares à plus ou moins rares, le pourcentage d'endémisme avoisine 20% (respectivement 19,6% et 19,4%), tandis que chez les taxons plus ou moins communs, il n'est que de 5%. L'indice de rareté des endémiques d'Algérie au sens large est élevé. Plus de trois quart (77,9%) des taxons endémiques stricts d'Algérie ou sub-endémiques sont des plantes plus ou moins rares en Algérie, les endémiques plus ou moins communes représentant moins du quart du total. Ce phénomène est encore plus marqué chez les endémiques strictes d'Algérie (81,7%) et un peu atténué chez les subendémiques partagées avec les territoires limitrophes (en moyenne 73,2%, tous types confondus). Parmi ces endémiques plus ou moins rares, près du tiers (30,2%) sont très rares à rarissimes, voire déjà disparues. Là encore, le phénomène est accentué chez les endémiques strictes (35,3%) par rapport aux sub-endémiques (en moyenne 23,6%, tous types confondus).

Dans les deux cas, le niveau de rareté est le plus faible du côté des sub-endémiques Algéro-Tunisiennes (62,1% de taxons plus ou moins rares, dont 17,2% de très rares), tandis que chez les sub-endémiques Algéro-Marocaines (respectivement 78,2% et 26,6%) il reste proche du taux atteint par les endémiques Algériennes strictes (respectivement 81,7% et 35,3%). Les endémiques les plus rares sont surtout observées dans le secteur Algérien strict (notamment les endémiques restreints des sommets de Grande Kabylie, des forêts de Petite Kabylie, des collines oranaises, etc.). L'endémisme frontalier avec le Maroc et plus encore celui avec la Tunisie, correspondent moins à des zones d'hyper-endémisme spécialisé (excepté la région de Ghar-

Rouban, entre Oujda et Tlemcen) qu'à de vastes zones biogéographiques où les espèces endémiques sont localement peu rares, voire abondantes (Véla et Benhouhou, 2007).

3. La biologie de la conservation

3.1. 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 (Barbault, 1997 ; Robertson, 2006). Comme étant une discipline de gestion de crise, elle vise à identifier les populations en déclin et les espèces en danger, pour en déterminer les causes de leur déclin, proposer, tester et valider des moyens de remédier à ce déclin (éventuellement provisoirement *ex situ*). Selon Soulé (1986), la biologie de conservation c'est une réponse de communauté scientifique aux changements environnementaux que menacent la biodiversité, son objectif est de comprendre le phénomène d'extinction actuelle et fournir des outils intellectuels et technologiques qui puissent anticiper, minimiser ou corriger les dégâts écologiques, suivre la dynamique et la génétique des populations.

La biologie de conservation s'appuie sur trois démarches principales (Robertson, 2006) :

- 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 1a préservation des espèces et des communautés naturelles comme un bien ultime (Nelson et Vucetich, 2009).

A l'échelle de l'espèce, la biologie de la conservation sert à établir son statut de conservation par le suivi et le monitoring spatio-temporel de ses populations, mais aussi par l'évaluation des répercussions humaines sur la diversité biologique afin de définir une stratégie de conservation (Faucon, 2008) et pour le développement des approches pratiques de l'empêchement de l'extinction d'espèces (Soulé, 1986 ; Wilson, 1992).

3.2. Le suivi et le monitoring dans la cadre de la biologie de conservation.

3.2.1. Définitions.

Le suivi est une activité centrale de la conservation de la biodiversité et de la biologie de la conservation (Marsh et Trenham, 2008) ; il est présenté comme la clé de voûte de la conservation de la nature dans le monde entier (Schmeller, 2008). Avant tout, le suivi consiste à réaliser des observations fiables dans le milieu naturel en vue de détecter, mesurer et évaluer la façon dont les espèces et les écosystèmes évoluent dans le temps et dans l'espace, de façon soit naturelle, soit consécutive à une intervention humaine volontaire ou involontaire et d'en tirer des conclusions.

Le suivi est défini par Elzinga *et al.,* (1998) comme « la réalisation et l'analyse d'observations ou de mesures répétées en vue d'évaluer les changements d'état et les progrès accomplis vers un objectif de gestion donné ». Le terme « surveillance » (*surveillance*, en anglais) est souvent utilisé de façon interchangeable avec celui de « suivi » (*monitoring*).

En un mot, le suivi permet de (Tucker *et al.,* 2005) :

- Déterminer si les critères de référence sont atteints ;
- Détecter d'éventuels changements et de prendre des mesures correctrices si ceux-ci sont indésirables ;
- Faciliter le diagnostic des facteurs à l'origine des changements ;
- Evaluer le succès des mesures prises pour maintenir les critères de référence ou inverser les tendances indésirables et, si nécessaire, contribuer à l'amélioration de ces mesures.

3.3. Méthodes de suivi et monitoring des espèces et des populations végétales

Le suivi des espèces et des populations est l'observation et l'enregistrement réguliers des changements affectant l'état et la dynamique des espèces ou des populations présentes sur un territoire donné. L'objectif premier de ce suivi est de collecter des informations utilisables pour évaluer les résultats des mesures de gestion et orienter les décisions de gestion. Donc, il peut être nécessaire de suivre les effectifs, la taille, la densité, la structure et d'autres variables démographiques des populations dans le cadre de l'évaluation de leur état de conservation.

3.3.1. Les suivis démographiques

La connaissance des paramètres démographiques comme le taux de fécondation et la capacité de dispersion est très importante (Schemske *et al.,* 1994). En effet, l'échange de gènes est un des mécanismes pouvant réduire le déclin des petites populations (Wright, 1931 ; Levins, 1970 ; Slatkin, 1987 ; Ellstrand, 1992). Les quelques études démographiques s'intéressant aux espèces méditerranéennes rares ont montré que certains paramètres démographiques, comme la dispersion, sont en cause dans le phénomène de rareté (Affre *et al.,* 1995, Colas *et al.,* 1997). D'autre part, l'existence d'une banque de graines par exemple peut contribuer à diminuer les risques d'extinction (Ellstrand et Elam, 1993). Dans un but de conservation et de gestion, le suivi démographique permet d'identifier le cycle de vie pour la survie d'une espèce, d'un point de vue écologique ou génétique (Schemske *et al.,* 1994). Ainsi, la connaissance de ces différents paramètres pourra éclairer les méthodes à appliquer quant à la conservation des populations *in-situ* (renforcements de populations, réintroduction et transplantations d'individus) et *ex-situ* (conservation de banques de graines)

La difficulté méthodologique est de savoir comment suivre l'état de conservation d'une espèce et quel paramètre mesurer pour suivre l'évolution de la taille des populations. De nombreuses méthodes basées sur l'évaluation des effectifs sont couramment employées pour estimer la taille d'une population. Dans la grande majorité des cas, le comptage exhaustif de tous les individus d'une population est impossible, soit parce que ce nombre est trop grand, soit parce qu'il est difficile ou impossible de trouver tous les individus (Bonnet, *et al.,* 2014)

La survie d'une population est liée à deux grands types de facteurs. Les facteurs évolutifs (variabilité génétique, structure génétique des populations, sélection) agissent sur la probabilité de survie sur une échelle des temps évolutifs, sur plusieurs générations. Les facteurs écologiques impliquant principalement les caractéristiques démographiques de la population (taux de croissance, taux de migration) opèrent à l'échelle des temps écologiques et agissent

sur la probabilité de survie. Au début des années 80, plusieurs travaux ont souligné l'importance théorique des processus génétiques et écologiques sur la viabilité des populations (Soulé, 1986, 1987). D'autres auteurs ont relégué au second plan les facteurs évolutifs (comme la perte de diversité génétique), considérant que la plupart des menaces se produisent à des échelles temporelles écologiques et donc que seuls les processus démographiques sont décisifs pour la conservation (Lande, 1988 ; Pimm *et al.,* 1988). Schemske *et al*. (1994) indiquaient en 1994 que 95% des études empiriques sur des plantes rares ont utilisé soit une approche génétique (35%) soit une approche écologique (60%). Oostermeijer *et al.* (2003) confirment le faible nombre d'études combinant des approches démographiques, génétiques et abordant les performances reproductives de plantes, malgré une augmentation considérable du nombre de travaux sur la biologie de la conservation des plantes rares depuis le début des années 90. Ainsi, les suivis démographiques sur le long terme constituent la base de l'étude de ces processus (Lande, 1988). Différentes variables sont utilisées par les gestionnaires pour appréhender ces variations spatio-temporelles. Utilisé couramment, le dénombrement des tiges fleuries, ou bien le nombre des fleurs et des fruits, constitue un bon indice de l'effectif et de la dynamique d'une espèce.

Selon (Hill *et al.,* 2005) les intérêts de cette approche sont :

- Une meilleure connaissance de l'espèce, de son fonctionnement, de son cycle de vie ;
- La mise en évidence du statut des populations, validée scientifiquement par une approche quantitative (estimation du taux de croissance observé et avec l'utilisation de modèles matriciels, estimation des probabilités d'extinction et des temps moyens d'extinction) ;
- L'identification des causes de déclin ou d'expansion ;
- La possibilité de proposer des mesures de gestion évaluées par des simulations.

Les espèces susceptibles d'être concernées sont celles dont le fonctionnement est très mal connu, qui sont rares et menacées ou celles pour lesquelles on cherche à identifier les causes de régression ou des moyens de gestion efficaces. Pour les espèces annuelles, il semble que des approches en métapopulation soient plus judicieuses (estimation de la taille des populations et de la dynamique des populations par extinction/colonisation). Pour les espèces patrimoniales qui ne sont pas menacées, un contrôle régulier de l'effectif total des populations peut suffire (Pimm *et al.,* 1988 ; Schemske *et al.,* 1994).

3.4. Procédures de conservation pouvant appliquer à *Centaurea eriophora* L.

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. Les conservations *ex situ* et *in situ* constituent des stratégies complémentaires (Zimmermann *et al.,* 2008)

3.4.1. 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 microorganismes.

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 (figure.4).

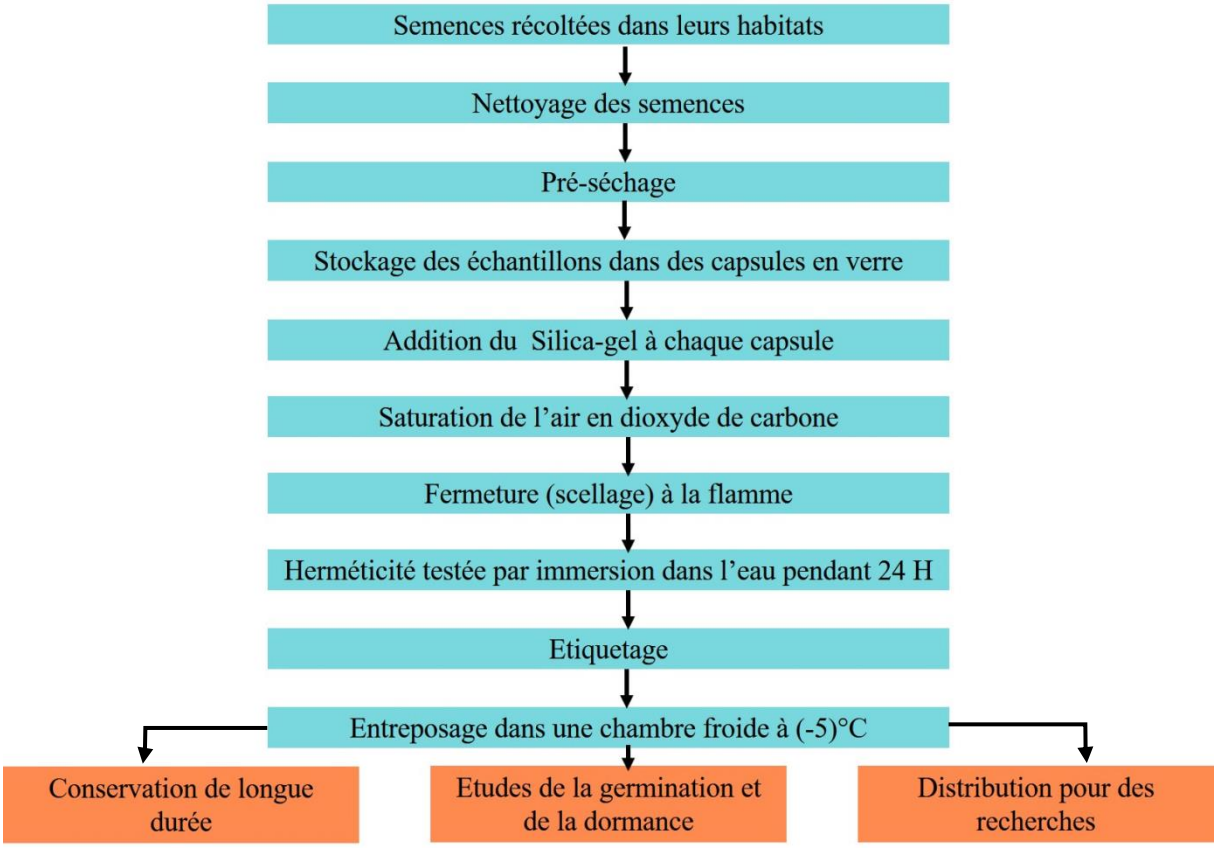


Figure 4 : Schéma des opérations de constitution des banques de semences d'espèces végétales sauvages (Gomez-Campo, 1985).

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 accroitre 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 « élites » 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).

3.4.2. Les procédures adoptées dans la conservation des graines

3.4.2.1. 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 quel 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).

3.4.2.1.1. Considérations à prendre en compte pendant la récolte

- En règle générale, ne jamais récolter plus de 20% des graines disponibles le jour de la récolte afin de ne pas endommager la population par une récolte excessive. L'unique exception à cette règle est réservée à des situations particulières, par exemple la destruction certaine et imminente de la population.
- Pour les taxa particulièrement rares et/ou menacés, dans le cas où le matériel *ex situ* est disponible, il est possible de l'employer pour l'exécution des tests de germination nécessaires à la détermination de protocoles efficaces (germination et propagation) ;
- Les espèces qui croissent dans une large gamme de situations écologiques divergent plus facilement du point de vue génétique. Dans ce cas il est bien d'augmenter le nombre de populations ou des sous-populations à échantillonner, en les stockant séparément les unes des autres.
- Les populations d'espèces pérennes peuvent être constituées d'individus d'âges différents et posséder une structure dépendant précisément de l'âge du peuplement. Dans ce cas les individus devraient être échantillonnés de façon aléatoire sans tenir compte de la taille ou de l'âge pour augmenter la diversité génétique récoltée.
- Si l'espèce est régénérable végétativement il peut être utile de récolter, outre les graines, les autres parties nécessaires à sa propagation. Un tel type de régénération devrait être privilégié lorsque le taxon est en grand danger d'extinction.

- Lorsque l'époque de floraison est échelonnée sur une longue période, tous les individus, à l'instant de la récolte, ne peuvent avoir leurs graines au même stade de maturité. La variabilité génétique de la population peut donc être influencée par des facteurs stationnels différents, par conséquent il est important de récolter des échantillons de nombreuses plantes dans diverses conditions de milieu et d'écologie. (Brown & Marshall, 1995)

3.4.2.1.2. Protocole de récolte

S'il y a suffisamment de graines aptes à la récolte, le protocole suivant peut être appliqué :

- Conserver les graines mûres et sèches en sachets de papier ou de coton.
- Conserver les graines entières, contenues encore dans les fruits, dans des enveloppes en papier.
- Conserver les fruits charnus directement dans de sachets plastiques en favorisant l'aération : ils peuvent se décomposer rapidement et une mauvaise conservation peut être préjudiciable à la viabilité de leurs graines ;
- Prélever un échantillon d'herbier pour une détermination certaine.
- Pour les entités très rares et/ou menacées, répéter la récolte pendant deux ans, pour avoir l'assurance de récolter du matériel valable, ou bien réaliser plus d'échantillonnages une seule année, sans prendre l'échantillon d'herbier.
- La quantité idéale de graines viables à récolter devrait permettre que ;
    - Un échantillon représentatif puisse être conservé dans la banque à long terme, pour éviter l'éventuelle disparition de la population et comme source d'études sur la génétique et la biologie de l'espèce, au moyen d'analyses quantitatives et qualitatives non destructives ;
    - Suffisamment de graines soient disponibles pour réaliser des tests de germination et de viabilité ;
    - Le suivi de la viabilité puisse être effectué périodiquement par la banque pendant la conservation ;
    - Une partie de la collection puisse être destinée à la production de lots pour la duplication des collections et pour les validations des protocoles de germination de la part d'autres banques et/ou de centres de recherche.
- Dans le cas où il est prévisible que la récolte puisse influencer négativement l'évolution démographique d'une espèce ou d'une population, déjà gravement menacée, celle-ci ne

doit pas être effectuée. En conséquence, d'autres méthodes de multiplication doivent être privilégiées, compatible avec la forme biologique du taxon (ex : multiplication *in vitro*, réalisation de boutures …) (ENSCONET, 2009 ; Lambelet et Détraz-Méroz, 2018)**.**

3.4.2.2. Quantité initiale de la semence

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 Phytogénétiques, 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.

3.4.2.3. 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 perforées 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).

3.4.2.4. Traitement des graines récoltées avant conservation

Lors de l'introduction du matériel dans la banque de semences et après avoir pourvu aux contrôles phytosanitaires nécessaires, elles passent au début par l'enregistrement des informations dans la base de données avec la vérification de la nécessité d'adopter des précautions éventuelles de manipulation.

3.4.2.4.1. Post-maturation

Par post-maturation on entend le procédé de mûrissement physiologique qui se déroule dans les graines et dans les fruits après leur récolte. La post-maturation est nécessaire aux graines immatures pour acquérir une meilleure capacité de germination (Schmidt & Joker, 2001) En effet, au moment de la récolte, malgré les observations attentives, il est fréquent de recueillir des graines à divers degrés de maturité. Afin d'obtenir un échantillon homogène, la période de post-maturation permet d'amener à maturité les graines aptes à se développer. Pour ceci, le matériel est conservé temporairement dans des récipients en plastique, carton, aluminium ou acier pour une période variant habituellement de quelques semaines à un mois maximum en fonction du taxon (en ayant soin de dépulper les fruits charnus). La température ambiante doit être maintenue en dessous de 20°C et l'humidité relative inférieure à 40%. Pour des périodes de stockage supérieures à un mois il est opportun d'abaisser ultérieurement la température (Boillot, Chambige, Mathez, & Virevaire, 2006).

3.4.2.4.2. Extraction des graines.

Dans la phase de l'extraction des graines, il est nécessaire 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.). C'est parce que dans de nombreux cas, l'usage de techniques mécaniques provoque des dommages aux graines, en les exposant à des infections fongiques et à la détérioration des téguments. L'extraction manuelle, bien qu'elle soit particulièrement dispendieuse en temps de travail, est presque toujours nécessaire pour désarticuler les fruits ou les inflorescences. Il peut être aussi utiliser d'autres techniques comme l'extraction à froid ou à chaud pour permettre avoir des graines sans les endommager. Les opérations mécaniques à l'aide des machines sont utilisées aussi dans des cas ou la quantité de matériel végétal à manipuler est importante (Hong et Ellis, 1996).

3.4.2.4.3. Nettoyage

Pendant le nettoyage des graines récoltées, les impuretés restantes comme la poussière, les restes résineux, les graines vides ou avortées, les graines parasitées par les insectes et/ou attaquées et que l'on ne peut pas conserver sont éliminées. Les fruits charnus sont dépulpés manuellement et/ou mécaniquement (premier nettoyage), de préférence dans les 48 heures qui suivent la récolte, sous l'eau courante, dans le but de limiter l'apparition de mycètes et de procédés de fermentations qui pourraient réduire la capacité germinative des graines et en

compromettre la vitalité. Les opérations nécessaires à cette phase de travail peuvent être exécutées mécaniquement, manuellement ou en combinant les deux (Brown & Marshall, 1995). 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).

3.4.2.5. 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 était réalisées par beaucoup des travaux (Krishnapillay *et al.,* 1991 ; Bonner *et al.,* 1994). Le calcul de l'humidité présente dans la graine peut aussi être exécuté avec des appareils électroniques particuliers, appelés des analyseurs d'humidité ou des thermobalances, qui, en même temps pèsent et déshydratent l'échantillon grâce à une régulation informatisée (Suszka *et al.,* 1994 ; ISTA, 2006). Les répliques sont broyées pour favoriser la perte d'eau à travers les téguments et insérées à l'intérieur de l'appareil. La température d'exercice, qui peut être sélectionnée par l'opérateur, est habituellement de 105°C pour éviter la vaporisation des substances organiques comme les huiles. 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).

3.4.2.5.1. Tests qualitatifs

Parmi les facteurs qui conditionnent la qualité de la graine, il faut rappeler : le bagage génétique, l'âge et le type de gestion à laquelle est soumise la plante mère, les conditions climatiques et physiologiques de la plante mère pendant la formation de la graine, le degré de maturité au moment de la récolte, la technique de récolte, le travail et les méthodes de conservation (Piotto *et al.,* 2001). La qualité peut s'exprimer à travers des paramètres utiles mis en relation avec le comportement de la graine *in situ* et *ex situ*.

Avant d'être conservées, les graines devraient être soumises à différents tests qualitatifs, dont la détermination de la capacité germinative et de la vitalité et de vigueur (figure 5).

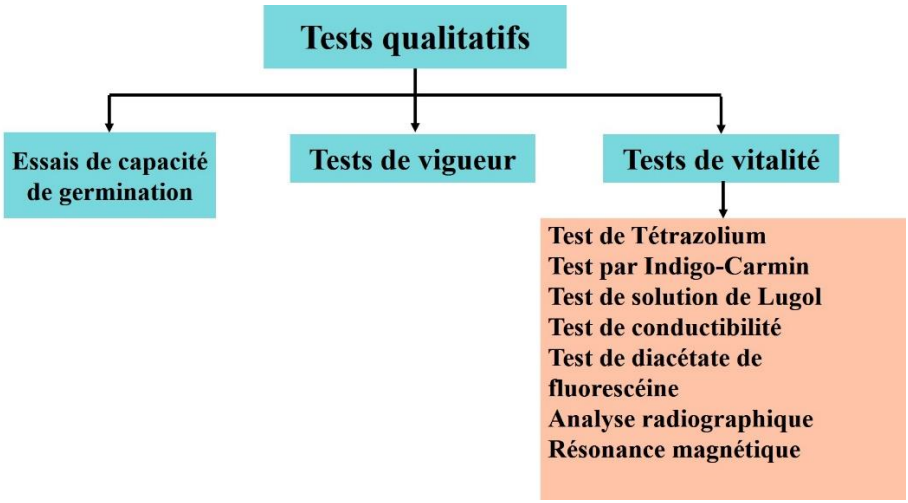


Figure 5 : Modalités des tests qualitatifs des graines après l'extraction et le nettoyage. D'après Boillot *et al.* (2006)

La capacité germinative indique le pourcentage de graines germées (normales et anormales). Elle représente le paramètre le plus utilisé pour évaluer un lot de graines. D'autant, la vitesse de germination est considérée comme un aspect important dans le domaine de la germination. Elle peut fournir des informations importantes sur la qualité de la graine.

La viabilité des graines se manifeste lorsqu'elles présentent les caractéristiques morphologiques, physiologiques et biochimiques essentielles à la germination. La baisse de vitalité est habituellement accompagnée d'une réduction de la capacité respiratoire, de la teneur en acides gras insaturés, des lipides des membranes et de l'activité enzymatique. Les tests qui déterminent la vitalité fournissent seulement une estimation de la qualité de la graine et sont très rapides (24/48 heures) par rapport aux essais de germination classiques, qui demandent souvent des temps plus longs. La vitalité ne doit pas être confondue avec la capacité germinative, en effet, les graines vitales mais dormantes, ne germent pas nécessairement. Ci-dessus, sont énumérés quelques tests pour déterminer la vitalité des graines (figure 5) (Boillot *et al.,* 2006).

La vigueur des graines est définie par la somme totale de ces propriétés qui déterminent le niveau d'activité et le comportement des lots pendant la germination dans une vaste gamme de milieux (ISTA, 2004). Donc la définition de vigueur concerne les graines et l'enracinement initial des semences, mais il ne considère pas l'éventuelle dormance et la composition génétique. Les tests qui se basent sur des aspects spécifiques du comportement de la graine pendant la germination, par exemple l'épreuve du vieillissement accéléré et l'essai de conductibilité, sont

généralement utilisés pour la détermination et l'évaluation des composantes spécifiques de la vigueur (Piotto *et al.,* 2001).

3.4.2.5.2. Déshydratation

Les graines doivent être séchées (afin de déterminer la tolérance à la dessiccation) immédiatement après l'extraction à partir de fruits. Une déshydratation fiable 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 %. 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 (Piotto *et al.*, 2001). Les détails de techniques de séchage des graines ont été décrits dans les travaux de Cromarty (1984).

La déshydratation des accessions peut être effectuée ainsi en utilisant des déshydratants artificiels tel le gel de silice qui est mis en contact avec les graines en contenants hermétiques. Grace à son pouvoir d'absorption, ce produit abaisse la teneur en humidité interne des lots de graines jusqu'à des valeurs qui garantissent sa conservation à moyen et long terme (Probert, 2003).

3.4.2.6. Stockage

Afin de garantir un stockage de longue durée il est important de contrôler l'humidité des semences. Ce facteur représente le paramètre le plus délicat pour leur bonne conservation. En effet, un stockage à long terme ne doit pas nécessiter une manipulation fréquente des lots de graines ; pour ceci il est nécessaire d'utiliser des contenants parfaitement hermétiques, mais aussi transparents, de façon à pouvoir apprécier le taux d'humidité présent à l'intérieur. Le contrôle de l'humidité dans le contenant est habituellement effectué grâce à un indicateur coloré (ex : gel de silice). Il est donc fondamental de garantir la parfaite étanchéité et l'intégrité des contenants utilisés pour la conservation à long terme (Gomez-Campo, 2001 ; Boillot *et al.,* 2006). Alors pour avoir une conservation sûre à long terme il est préférable d'utiliser des flacons en verre transparent contenant un indicateur d'humidité qui change de couleur lorsque l'humidité relative dépasse les 15%. Pour les très petites graines, il est recommandé, avant de les placer dans le contenant en verre et pour ne pas qu'elles s'y dispersent, de les mettre dans des sachets en polyéthylène perméables à l'air (Gomez-Campo, 2001).

3.4.2.7. Conservation

Après avoir été conditionnés hermétiquement, les lots de graines peuvent être stockés pour garantir la conservation avec une viabilité estimée pour plusieurs dizaines d'années, c'est alors la conservation à long terme que l'on peut entreprendre par diverses techniques. Tout ceci concerne les graines qui supportent la déshydratation (graines orthodoxes).

3.4.2.7.1. Congélation

La congélation, selon les standards de « International Plant Genetic Resources Institute » (IPGRI), à une température de stockage de (-18°C) ou inférieure dans des armoires frigorifiques spéciales ou commerciales (IBPGR, 1985), est une méthode efficace pour allonger la viabilité des graines qui doivent être conservées pour de longues périodes. Malgré cela, il faut considérer que, même à de telles températures, les processus enzymatiques à l'intérieur de la graine ne sont pas complètement arrêtés et par conséquent, une dégradation de celle-ci, même si elle est toutefois lente, reste inévitable (Boillot, *et al.,* 2006).

3.4.2.7.2. Lyophilisation ou ultra-dessiccation

La lyophilisation permet de déshydrater fortement les graines, jusqu'à des valeurs comprises entre 1 et 3%. A partir des années 80, cette technique a été étudiée pour la conservation à long terme du pollen afin d'en réduire la perte de viabilité (Schoenike et Bey, 1981 ; Cerceau et Challe, 1986).

3.4.2.7.3. La cryoconservation

3.4.2.7.3.1. Principes et techniques 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).

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).

Chapitre II

La famille des Asteraceae et monographie de Centaurea eriophora L.

1. La famille des Asteraceae (Compositae).

1.1. Généralités sur la famille des Astéracées.

La famille des *Asteraceae*, également appelée *Compositae*, est la plus vaste famille chez les angiospermes suivie des *Orchidaceae* (Funk *et al.*, 2005). Le nom "*Asteraceae*" provient du genre *Aster*, signifiant *étoile* en grec et se réfère à la forme étoile de l'inflorescence. "*Compositae*" est un nom plus ancien mais toujours valable qui se réfère au fait que la famille est l'une des quelques angiospermes à avoir des fleurs composites (Bougoutaia, 2018).

Les *Astéracées* sont considérées comme une des plus belles réussites de l'évolution du fait que cette famille inclut « le *grand nombre de ses espèces* ». En effet, dès que la nature a réalisé un type d'organisation biologiquement réussi, elle multiplie ce type en un très grand nombre de représentants ; inversement, on peut dire que les familles véritablement archaïques sont toujours de petites familles, peu homogènes et mal délimitées (Dupont & Guignard, 2012).

Selon Funk *et al.*, (2005), 10 % des plantes à fleurs sont des *Asteraceae*, il s'agit de la famille la plus diversifiée Le nombre de genres et d'espèces de cette famille est variable selon les auteurs (32913 espèces et 1911 genres (The Plant List**,** 2013) ; 23000 espèces et 1530 genres selon Botineau (2010) ; de 24000 à 30000 espèces et 1600 à 1700 genres selon Funk *et al.* (2005) ; 23 000 espèces et 1535 genres selon Judd *et al.*, (2002). 1590 –1620 genres à 23600 espèces selon Simpson, (2010).

1.2. Répartition géographique de la famille des Astéracées.

Les *Asteraceae* sont des cosmopolites et peuvent se rencontrer sur toute la surface du globe (figure 6) (Guignard, 1998 ; Botineau, 2010). Néanmoins, elles sont particulièrement diversifiées dans les régions sèches, comme le Bassin Méditerranéen, l'Afrique australe, le Mexique, le Sud-ouest des États-Unis et les régions arides d'Amérique du Sud (Botineau, 2010). Selon les reconstructions phylogénétiques récentes, la famille a eu son origine dans la partie sud de l'Amérique du Sud il y a environ 50 millions d'années, pour conquérir ultérieurement l'Afrique et se propager vers l'Asie, l'Eurasie et l'Australie (Funk *et al.*, 2005). En Algérie, la famille des *Asteraceae* est représentée par 109 genres et plus de 408 espèces (Quezel & Santa., 1963).

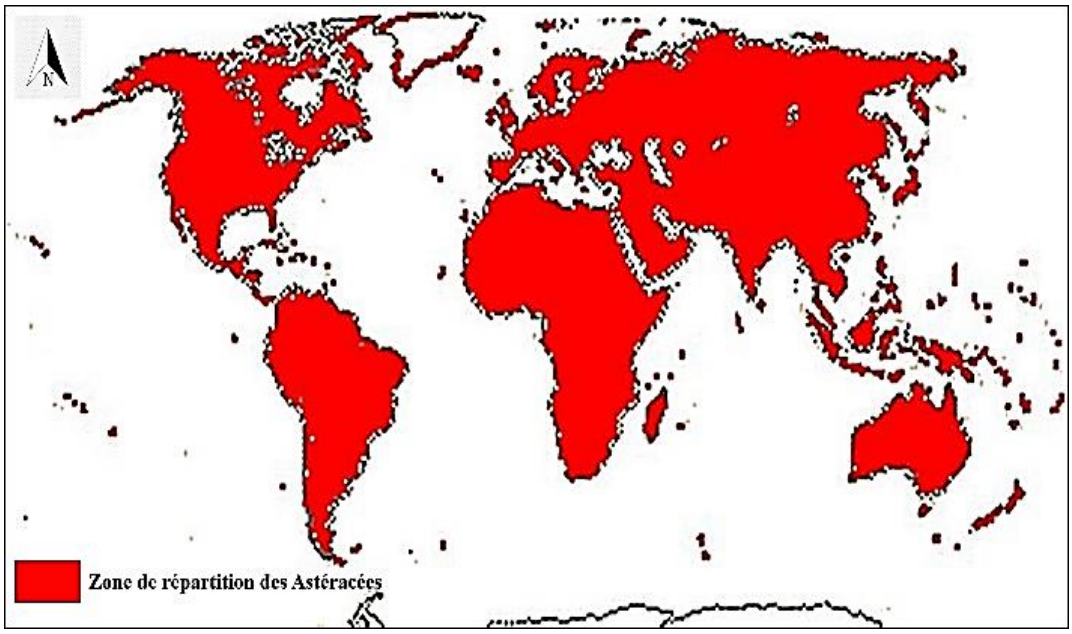


Figure 6 : Répartition mondiale de la famille des *Asteraceae* (site web 01)

1.3. Description botanique.

Cette famille présente des caractères morphologiques divers : herbes annuelles ou vivaces, plus rarement des arbustes, arbres ou plantes grimpantes et quelques fois, plantes charnues (Bonnier, 1934). Bien que généralement ce soit des plantes herbacées à feuilles isolées (Creté, 1965).

1.3.1. Description de l'appareil végétatif.

L'aspect de l'appareil végétatif est trop variable pour caractériser les astéracées sur ce seul critère. En revanche, cette famille est très homogène au niveau de ses inflorescences très caractéristiques : « le capitule ». Le fruit est un akène généralement surmonté d'un pappus provenant du calice (Harkati, 2011).

1.3.1.1. Feuilles

Les feuilles des Astéracées prennent diverses formes. Elles sont toujours sans stipules ; alternes majoritairement, mais elles peuvent avoir d'autres dispositions : opposées ou verticillées, parfois en rosettes basales (ou terminales chez les arbustes monocaules), simples, entières ou découpées, parfois composées (Spichiger *et al*., 2002 ; Dupont et Guignard, 2007) ou rarement succulentes (ABRS, 2015).

1.3.1.2. Tiges.

Il existe deux grandes catégories de tiges chez les Astéracées ; Les tiges herbacées et les tiges ligneuses. Les Astéracées sont principalement des plantes à tiges dressées mais il y a également des plantes rhizomateuses tel que *Helianthus tuberosus* (L.) [1753]. De plus, il existe différentes

variations morphologiques de la tige dans cette famille, citons par exemple : les tiges cylindriques (*Arnica montana* (L.) [1753]), les tiges anguleuses (*Senecio jacobaea* (L.) [1753]), les tiges aillées comme *Carduus nigrescens* Vill., [1779] et les tiges fistuleuses (*Mycelis muralis* (L.) Gaerth. [1791]. Les plantes acaules font partie aussi de la famille des Astéracées comme le pissenlit (*Taraxacum officinalis* F.H.Wigg., 1780). Dans ce cas-là, la tige est considérée comme inexistante. Elle est réduite à un plateau très court entouré de feuilles et les fleurs sont portées par une hampe florale.

1.3.1.3. Racines.

Le système racinaire chez les Astéracées annuelles ou bisannuelles est une racine pivotante à ramifications peu nombreuses comme *Silybum marianum* (L.) Gaerth. [1791] ou *Crepis biennis* L. [1753]. Alors que les espèces vivaces de la même famille sont parfois pourvues des parties souterraines tubérisées au niveau du système racinaire pour permettre le repoussement de la partie aérienne dès la saison favorable.

1.3.2. Description de l'appareil reproducteur.

Il y a trois caractéristiques particulières liées à l'appareil reproductif de la famille des Astéracées :

- Leur inflorescence en capitule,
- Leurs anthères soudées entre elles, d'où la dénomination de synanthérées,
- Leur fruit qui est un akène surmonté d'un pappus.

1.3.2.1. L'inflorescence :

Il s'agit d'une inflorescence la disposition des fleurs, dont on peut visualiser deux types : inflorescence définie et indéfinie. Dans la famille des Astéracées, l'inflorescence est le capitule, qui est caractéristique de cette famille. Le capitule est donc constitué d'un réceptacle sur lequel sont insérés de façon spiralée différents éléments (Botineau, 2010) :

- Au niveau de la base, il y a des bractées stériles vertes qui peuvent devenir écailleuses, à crochets ou épineuses. Elles forment un involucre de bractées.
- Au-dessus, se situent des bractées fertiles, chacune axillant une fleur.
- Enfin au sommet, il y a de très nombreuses fleurs sessiles c'est-à-dire des fleurs sans pédoncule.

1.3.2.2. Le capitule

Les capitules des Astéracées comportent trois (3) pièces essentielles :

1.3.2.2.1. Le réceptacle

Situé à la base de capitule, il prend la forme d'un plateau plus ou moins élargi, charnu, ou non (figure 7). La forme et la constitution du réceptacle jouent un rôle primordial en systématique. Suivant les cas on dit qu'il est, du point de vue profil, plan, concave, convexe, semi-conique ou conique il peut, par ailleurs, être creux. Sa surface peut être nue ou parsemée totalement ou localement de poils, soies, écailles ou paillettes, creusée d'alvéoles ou fovéoles, dont les bords peuvent être munis ou non d'une membrane uniforme ou frangée.(Quezel & Santa., 1963).

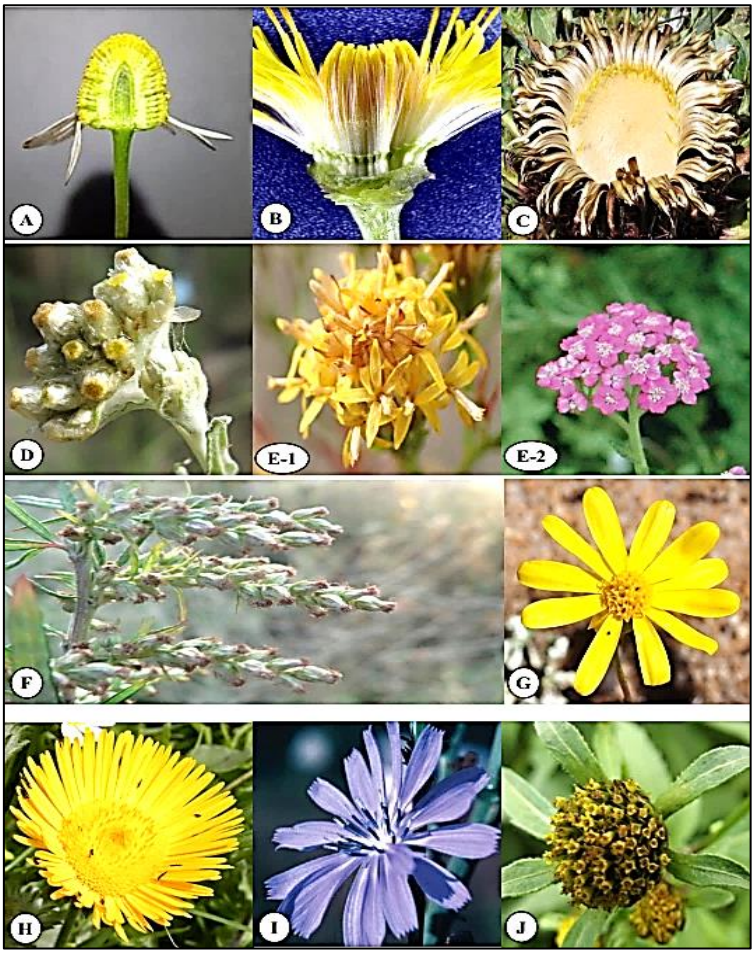


Figure 7 : Caractéristiques de capitules et des inflorescences chez certaines Astéracées.

Légendes : **A**. Capitule à réceptacle convexe chez *Matricaria camomilla* ; **B**. capitule à réceptacle concave : *Taraxacum officinale* ; **C.** capitule à réceptacle plan chez *Carlina acanthifolia* ; **D.** capitule en glomérule *Gnaphalium luteoalbum* ; **E-1.** Capitule en corymbe d'*Aster linosyris* ; **E-2**. *Achillea sp* ; **F**. inflorescence en forme de panicule chez *Artimesia verlotiorum* ; **G.** inflorescence terminale ou isolée *Senecio gallicus* ; **H.** capitule radiée : *Pulicaria mauritanica* ; **I.** capitule à fleurs ligulées : *Cichorium intybis* ; **J.** capitule à fleurs tubulées : *Bidens tripartita*

1.3.2.2.2. L'involucre

Ceci est constitué par la superposition l'ensemble des pièces qui sont appelées les bractées ou les écailles autour de réceptacle (figure 8.B) ; on le dit aussi le péricline. Disposées sur 1,2 ou plusieurs rangés, les bractées sont imbriquées ou non ; elles sont égales ou inégales, identiques entre elles ou différentes suivant leur position (extérieure, moyenne, intérieure ou supérieure) ; entières ou dentées, glabres ou poilues, etc. En beaucoup de cas elles se terminent par une partie différenciée dite appendice. Les appendices jouent, dans certains genres, un très grand rôle en systématique à cause de leur variabilité (ex : *Centaurea*). Dans certains cas, l'involucre peut être complété par un involucre supplémentaire (c'est cette partie que certains auteurs appellent involucre alors qu'ils réservent le nom de péricline aux bractées normales) constitué par des pièces qui peuvent être : soit plus ou moins semblables aux dernières feuilles, soit intermédiaires entre feuilles et bractées. Aux bractées normales peuvent aussi s'adjoindre de toutes petites bractées plus ou moins nombreuses, situées à leur base et portant le nom de bractéoles. Leur ensemble constitue un calicule (ex : *Senecio*) (Simpson, 2006 ; Simpson, 2010).

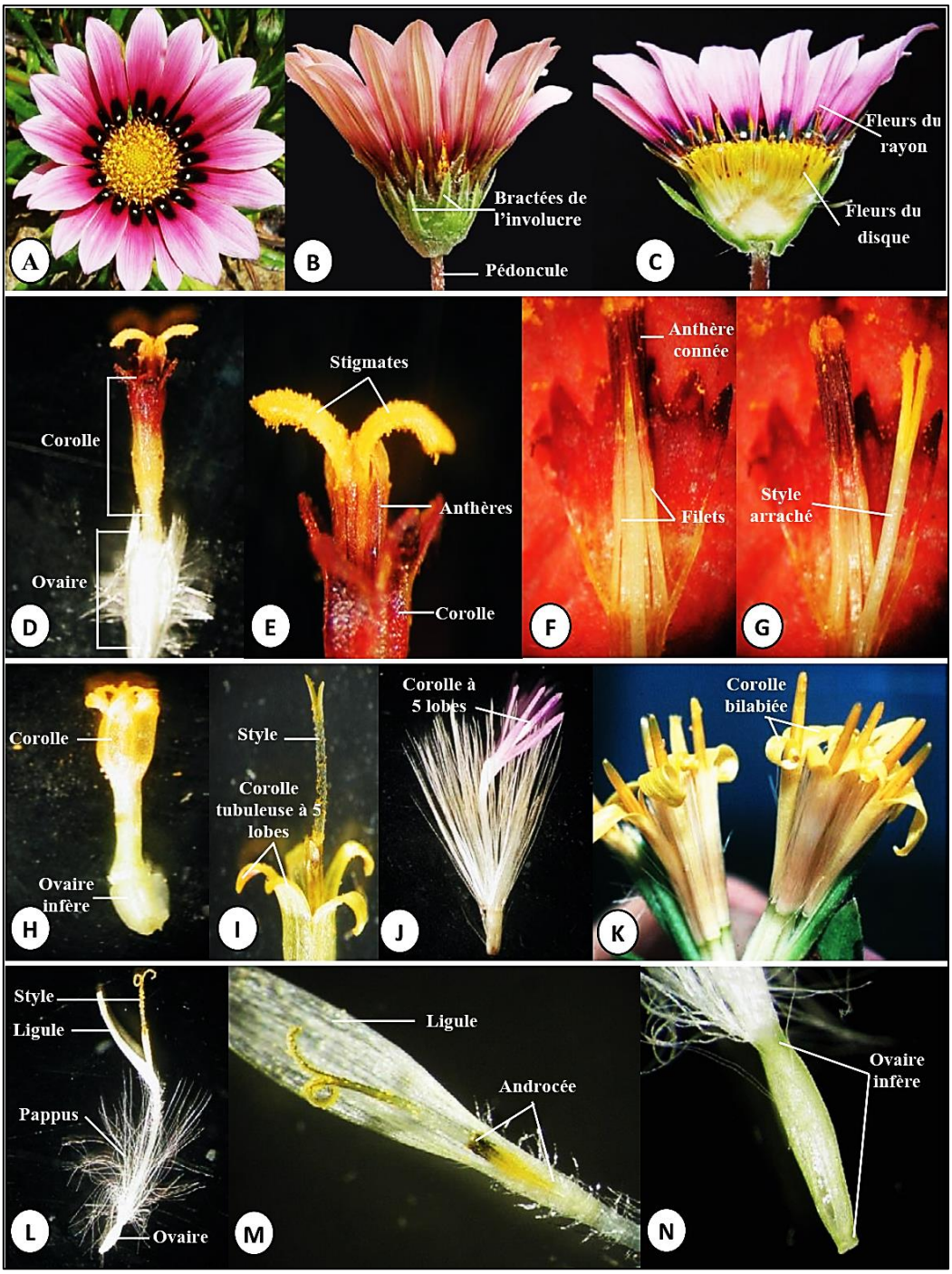


Figure 8 : Caractéristiques des fleurs de certaines espèces des Astéracées (Simpson, 2006).

A – C. *Gazania sp*., Morphologie du capitule. **A.** capitule rayonné, vue de face. **B.** Capitule, vue latérale, montrant l'involucre. **C.** capitule, coupe longitudinale, montrant le réceptacle composé, les fleurs du disque et les fleurs périphériques. **D – G.** *Encelia californica*. **D.** Fleur de disque, montrant l'ovaire infère et la corolle. **E.** Le style à deux branches et les anthères sous-jacentes. **F, G.** Fleur disséquée, montrant l'androcée syngénique, avec un style central. **H – J.** Morphologie de la fleur du disque. **H.** *Chrysanthemum coronarium*. **I.** *Bahiopsis laciniata*. **J.** *Carduus pycnocephalus*. **K.** Morphologie des fleurs bilabiées, *Trixis californica*. **L – N.** Morphologie des fleurs périfériques, *Sonchus oleraceus*. (Simpson, 2006)

1.3.2.2.3. La fleur

Sur le réceptacle et entourées par les bractées : les fleurs sont généralement sessiles et gamopétales (figure 8.H). Systématiquement, les fleurs de Astéracées peuvent être : hermaphrodites, unisexuées (femelles ou mâles) ou neutres. On les divise - quant à leur position sur le capitule – en fleurs périphériques ou du rayon ou marginales (figure 8 L-N) (elles sont disposées sur un ou plusieurs rangs) ou en fleurs du centre ou du disque (figure 8 H-J).

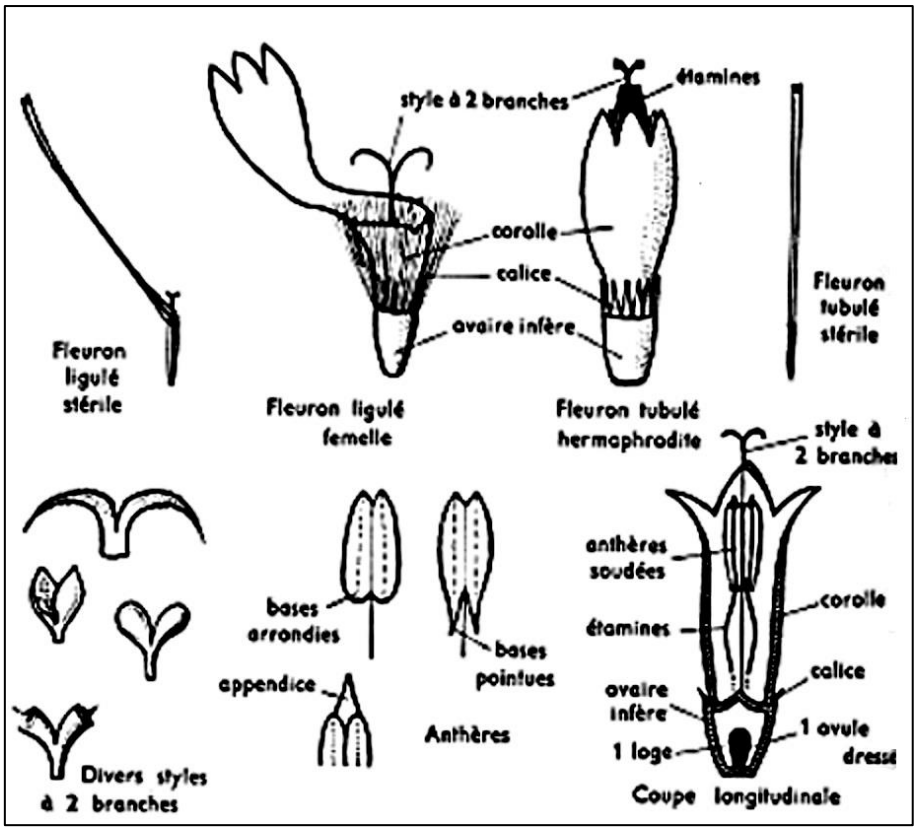


Figure 9 : Caractéristiques des fleurs de la famille des *Asteraceae* (Letouzey, 1983).

Quand un capitule a des fleurs ligulées à la périphérie et des fleurs tubuleuses au centre on dit qu'il est radié. Si toutes les fleurs sont tubuleuses il est dit discoïde

1.3.2.2.3.1. Le calice

Le calice toujours indistinct, il se réduit à des soies ou à un rebord circulaire qui surmonte l'ovaire. Ce sont ses modifications ultérieures qui donnent naissance au pappus (figure 8.D.L) (figure 9).

1.3.2.2.3.2. La corolle

D'après la corolle on distingue plusieurs types de fleurs :

- ***Les fleurs ligulées*** ou ligules ou languettes ou demi-fleurons dont la corolle est déjetée, en majeure partie, sur le côté en une lame aplatie qui se termine par 3 ou 5 dents (5 dents chez les liguliflores ou Chicoracées et 3 dans les autres cas) (figure 7.I) ;
- ***Les fleurs tubuleuses*** ou fleurons dont la corolle est en forme de tube droit ou courbe et terminé, en général, par 5 dents ou lobes plus ou moins prononcés, égaux ou inégaux (figure 7.J) ;
- ***Les fleurs bilabiées*** que nous citons que pour mémoire car ce type n'est pas représenté ici (dans les plantes spontanées) ;
- ***Les fleurs filiformes*** assez rares et, enfin, celles sans corolle (cas rarissime) (Quézel et Santa, 1963).

1.3.2.2.3.3. L'androcée

L'androcée, comme nous l'avons vu plus haut, est des plus particuliers. Les étamines s'insèrent sur le tube de la corolle par leurs filets poilus ou non qui, dans la plupart des cas, sont libres (figure 8-M). Le connectif se prolonge souvent au-dessus des anthères par un appendice (libre ou soudé à ceux des anthères voisines). Les anthères peuvent être appendiculées à la base (figure 7) ou non. Ces appendices constituent des *auricules.* La déhiscence est introrse et longitudinale (Quézel et Santa, 1963).

1.3.2.2.3.4. Le gynécée

Le gynécée comporte un ovaire infère formé de deux carpelles médians, uniloculaire avec un seul ovule (exceptionnellement deux dans certains *Cirsium, Serratula et Scolymus*). Le style se divise en deux branches stigmatiques (figure 8-H, I) (chez les fleurs hermaphrodites et femelles seulement). Dans les fleurs mâles ou stériles il reste indivis. Les stigmates sont situés sur la face intérieure des branches stigmatiques. Leur disposition joue un rôle très important dans la systématique des tribus (Quézel et Santa, 1963).

1.3.2.2.4. Le fruit

Le fruit est un akène ou achaine. Sa forme est variable : cylindrique, linéaire, obovale, tétraédrique, etc. La surface peut être : lisse, côtelée, rugueuse, tuberculée, aiguillonnée, glabre ou poilue, etc. Le sommet est parfois nu (l'akène est alors dit chauve) mais, très souvent, il est

surmonté par un dispositif appelé pappus dont le rôle est de favoriser la dissémination. Les principales sortes de pappus sont les suivantes :

- Languette membraneuse déjetée sur le côté ;
- Languette membraneuse entière ou découpée de façons diverses ;
- Aigrette simple ou double, sessile ou stipitée, de soies ou poils simples, denticulés ou plumeux (Quézel et Santa, 1963).

1.4. Classification systématique de la famille des Astéracées.

Les classifications anciennes subdivisent les *Asteraceae*, selon des différents critères biochimiques, anatomiques ou morphologiques, en 2 sous-familles (Guignard, 1998), ou quatre sous-familles (Crété, 1965 ; Messaili, 1995). La classification de Bremer et Jansen, (1992) partage la famille en 17 tribus regroupées en trois sous-familles ; *Barnadesioideae*, *Cichorioideae* (*Lactucoideae*) et *Asteroideae*.

Actuellement, les *Asteraceae* sont regroupées en 13 sous-familles selon des analyses de phylogénie moléculaire utilisant l'ADN chloroplastique (Panero et Funk, 2003 ; Funk *et al.*, 2005 ; Panero et Funk, 2008 ; Panero *et al.*, 2014), dont la sous-famille Asteroidae représentait plus de 65 % de la diversité des espèces de toute la famille (Funk *et al.*, 2005) (figure 10).

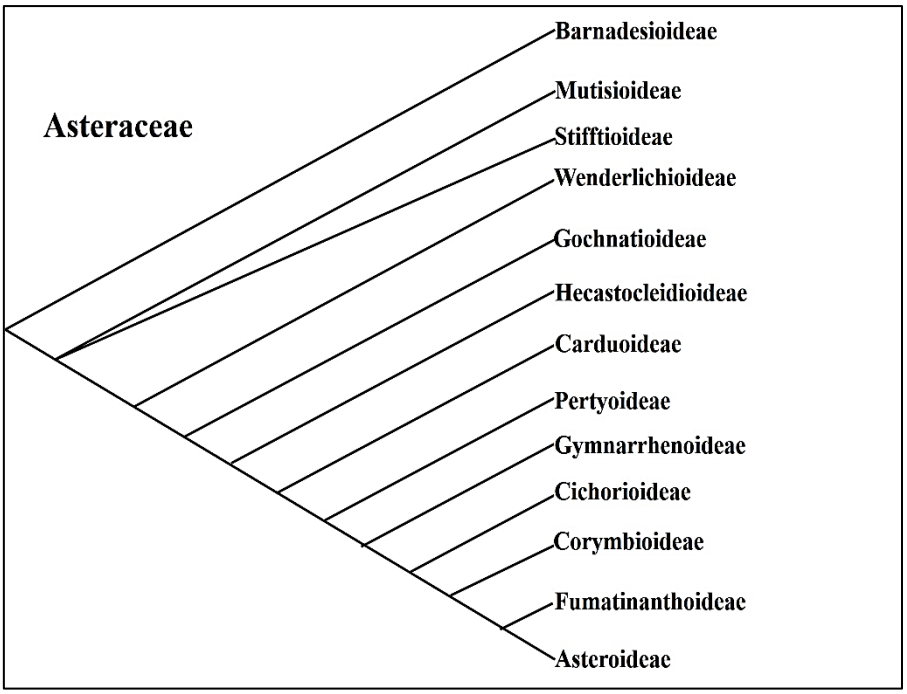


Figure 10 : Cladogramme des sous-familles des *Asteraceae* (Funk *et al.*, 2005).

2. Le genre *Centaurea* L.

2.1. Etymologie.

Emprunté du latin *Centaurea*, « plante du centaure », ainsi nommée parce que ses propriétés médicinales auraient été découvertes par le centaure Chiron. *Centaurea* provient du grec *Kentaurion* qui signifie "*Centaure*". C'est une allusion au sage Chiron, un centaure érudit et guérisseur qui, d'après la légende, savait user des propriétés médicinales des Centaurées (Carnoy, 1959) (Beloued, 1998).

2.2. Répartition géographique.

Le genre *Centaurea* (tribu *Cynareae*) de la famille des astéracées est l'un des genres les plus répandus dans le monde, il est distribué aussi bien sur le territoire algérien qu'en Europe méridionale, dans le bassin méditerranéen, à l'ouest de l'Asie et sur le continent Américain (Brunton, 1999 ; Mabberley, 1997 ; Ducombs, 1999). Ce genre compte environ 700 espèces (Trease et Evans, 1983).

En Algérie, le genre *Centaurea* est représenté par 43 espèces et 10 sous espèces qui sont : *C. cyanus* L., *C. africana* Lamk., *C. alpina* L., *C. napifolia* L., *C. amara* L., *C. sempervirens* L., *C. alba* L., *C. nana* Desf., *C. involuvrata* Desf., *C. pullata* L., *C. cineraria* L., *C. nigra* L., *C. musimonum* M., *C. eriophora* L., *C. melitensis* L., *C. tenafolia* Dufour, *C. pomeliana* Batt., *C. parviflora* Desf., *C. tougourensis* B. et R., *C. acaulis* L., *C. maroccana* Ball., *C. omphalotricha* Coss. et Dur., *C. pungens* Pomel, *C. senegalensis* DC., *C. phaelopis* Coss., *C. incana* Desf, *C. granatensis* Boiss., *C. solstitialis* L., *C. sulphurea* Willd., *C. riarnea* Rchb. F., *C. furfuracea* Coss. Et Kral., *C. nicaeensis* All., *C. microcarpa* Coss. et Dur., *C. calcitrapa* L., *C. infestans* Coss. Et Dur., *C. diluta* Ait., *C. dissecta* Ten., *C. ferox* Desf, *C. dimorpha* Viv., *C. fragilis* Dur., *C. seridis* L., *C. sphaerocephala* L. (Quezel & Santa., 1963).

2.3. Description botanique de *Centaurea* L.

2.3.1. Appareil végétatif

Les Centaurées sont des herbacées annuelles, bisannuelles ou vivaces, à racine pivotante ou à des racines fasciculées tubérisées, ou rhizomateuses, se sont généralement suffrutescentes. Les tiges sont bien développées, simples ou plus ou moins ramifiées, parfois des hampes, ailées ou non, plus rarement acaules. Les feuilles sont roselées, c'est-à-dire disposées en rosettes et plus ou moins pétiolées chez les espèces acaules ; chez les autres, les feuilles caulinaires presque toujours bien développées, mais les basales sont souvent roselées. On peut aussi remarquer

diverses formes des feuilles chez les Centaurées : sessiles, plus ou moins décurrentes ou non décurrentes parfois, entières, dentées, pinnatifides, pinnatipartites ou pinnatiséquées, rarement à marge épineuse. Les tiges sont généralement bien développées, simples ou plus ou moins ramifiées, parfois scapiformes, ailées ou non, plus rarement acaules (Quézel et Santa, 1963) ; (Castroviejo *et al.*, 2015).

2.3.2. Appareil reproducteur.

2.3.2.1. Capitule.

Les capitules sont terminaux ou axillaires, solitaires rassemblés en groupes ou disposés en inflorescences complexes paniculées ou corymbiformes, sessiles plus ou moins pédonculées, discoïdes ou radiantes, homogènes, parfois entourées de feuilles involucres. L'ensemble des bractées axillant un capitule d'Astéracée appelé l'involucre est présenté en plusieurs formes : cylindrique, fusiforme, ovoïde, obconique ou globuleux, arrondi, ombiliqué ou tronqué à la base (Quézel et Santa, 1963) ; (Castroviejo *et al.*, 2015).

2.3.2.2. Involucre et Bractées.

Les bractées, soit homomorphes soit dimorphes, soit polymorphes, sont disposées en 3 séries de 4 à 9, elles peuvent être herbacées plus ou moins coriaces, imbriquées et plus ou moins apprimées, on y distingue pour la classification : les bractées extérieures (ou inférieures) plus courtes ; les bractées moyennes ; les bractées internes ou supérieures plus grosses. Les bractées sont surmontées ou non par un appendice différencié. Cet appendice se trouve en formes très variées : triangulaire, lunaire, elliptique, orbiculaire, lancéolé, penné, pectiné, scarieux ou décurrent (se prolongeant sur le corps de la bractée), armé, constitué par une ou plusieurs épines, etc. Le réceptacle est généralement plan, parfois légèrement concave ou convexe, garni en soies abondantes (Quézel et Santa, 1963) ; (Castroviejo *et al.*, 2015).

2.3.2.3. Fleur

Dans le cas des centaurées, les fleurs sont toutes tubulées, multiflores homomorphes ou dimorphes, celles du disque sont hermaphrodites. (Quézel et Santa, 1963). La corolle des fleurons est de type tubulaire, pentamère (mais celle des fleurons neutres est parfois trimère ou tétramère), plus ou moins zygomorphe, glabre ou plus ou moins papilleuse à l'extérieur, elle est visualisée en divers couleurs : rose, rosâtre-blanchâtre, violette, rosâtre-violette, crémeuse, jaune, orange, jaunâtre-orange ou bleue, rarement blanche, blanchâtre ou jaune pâle. La corolle des fleurs de la périphérie est généralement neutre et souvent rayonnante et remarquablement zygomorphes, à lobes très inégaux (Quézel et Santa, 1963).

Les étamines caractérisant les espèces du genre *Centaurea* sont à divers types des filaments : libres, papillaires, parfois poilus ou spiculés, insérées à la base de la corolle ; les anthères sont fixées à un connectif prolongé sur une langue apicale lancéolée légèrement incisée. Le style est généralement lisse, avec deux branches généralement jointes au début puis brevets ou plus ou moins brevets, délimités par un anneau de poils courts, le reste glabre, entouré à la base par un nectarium, qui persiste dans le fruit par de la proéminence sur la plaque apicale (Castroviejo *et al.*, 2015).

2.4. Caractéristiques du genre *Centaurea* L.

Les Centaurées se caractérisent par leurs graines qui produisent un élaïosome ou éléosome (du grec *Elaios* = "huile" et *Soma* = "corps"), c'est à dire une substance ou une sécrétion riche en sucres et en graisses, qui vont attirer les fourmis. Ces dernières vont transporter les graines jusqu'à leur nid ou les déplacer jusqu'à ce que la partie comestible se détache. C'est ce que l'on appelle la myrmécochorie "dissémination (des graines ou des organes) par l'intermédiaire des fourmis. (Du grec *Myrmécos* = "fourmis" ; *Chor* = "disséminer". Certaines Centaurées complètent ce dispositif par un pappus « Extension de poils située sur le fruit, destinée à faciliter sa dispersion par le vent. (Synonyme = "aigrette") » permettant un transport par le vent, c'est l'anémochorie (méthode de dissémination des graines ou des organes, par le vent. (Du grec *Anemos* = "vent" ; *Chor* = "disséminer") (Witizum, *et al*., 1996)

3. Monographie de *Centaurea eriophora* L.

3.1. Description botanique

3.1.1. Appareil végétatif

Centaurea eriophora L. est une plante herbacée annuelle canescente et dichotome à racine pivotante, dépourvue des épines, à l'exception des bractées de l'involucre, cette espèce porte une couleur verte ou verte-grisâtre, couverte généralement par des poils unisériés unicellulaires et multicellulaires et à glandes punctiformes (figure 11).

Les tiges dressées, plus ou moins dichotomes, principalement foliacées et poilues, pouvant atteindre jusqu'à 55 cm de hauteur ; ceux sont en section circulaire ou plus ou moins polygonale, étroitement ailées sur presque toute leur longueur avec une taille de ails jusqu'à 7 mm (figure 11. a).

Les feuilles sont généralement linéaires-oblongues, vertes-grisâtres, poilues, pouvant atteindre 150 mm de longueur et 40 mm de largeur. Dans la partie supérieure de la tige, les feuilles

penninervées seront plus petites avec une apparition de la nervure principale de la partie dorsale de la feuille. Les feuilles supérieures ou qui se trouvent dans la partie médiane de l'espèce *Centaurea eriophora* sont parfois sessiles, décurrentes, pinnatipartites ou pennées voir entières, linéaires-lancéolées, oblongs-lancéolées ou oblongs-spatulées (figure 11. b) (Castroviejo *et al.*, 2015).

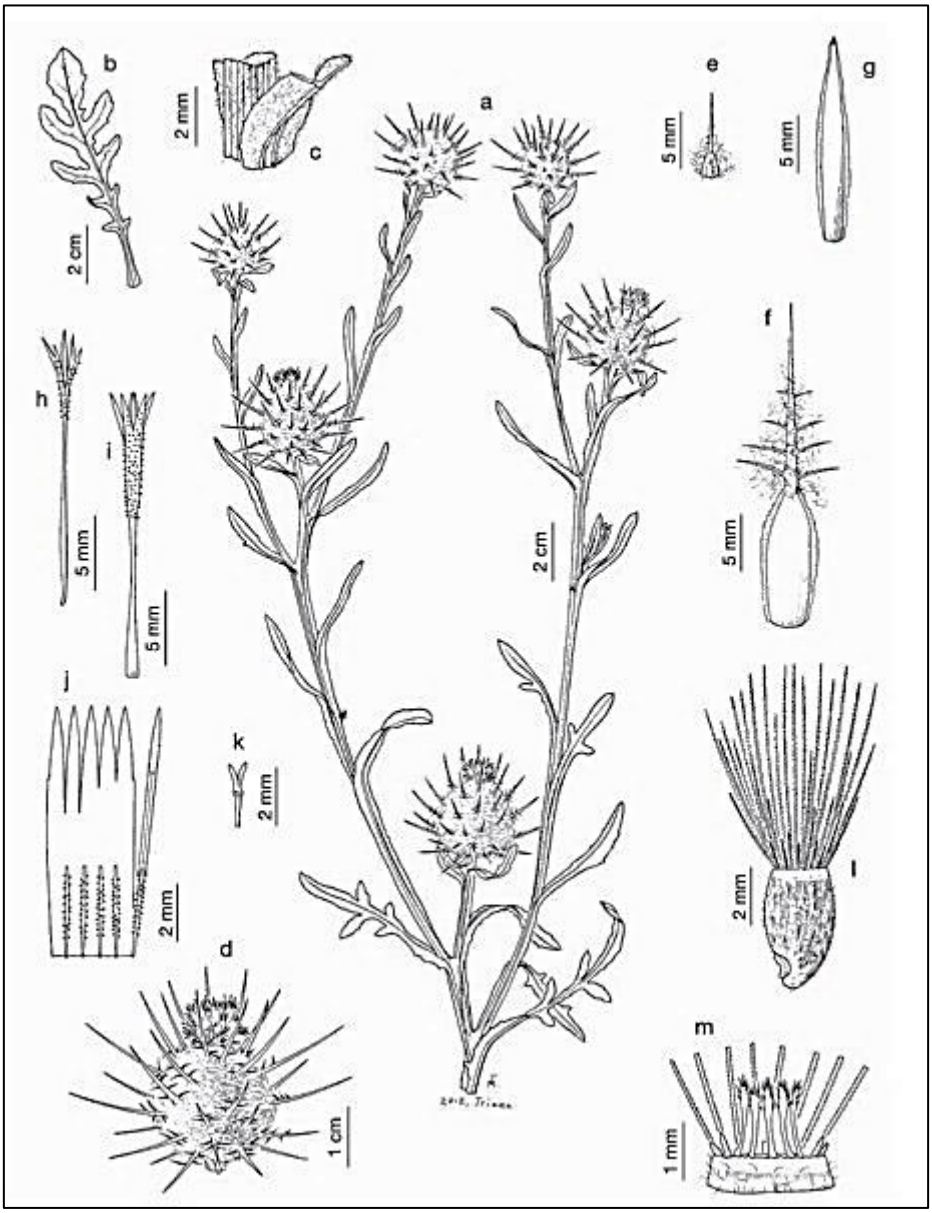


Figure 11: planche de *Centaurea eriophora* L. (Castroviejo *et al.*, 2015).

Légendes : a) aspect de la partie aérienne de la plante au stage adulte ; b) feuille basale ; c) détail d'un nœud de tige et du pétiole décurrent ; d) capitule ; e) bractée externes de l'involucre; f) bractée moyenne de l'involucre; g) bractée interne de l'involucre ; h) corolle d'une fleur neutre; i) corolle et verticilles sexuelles d'une fleur hermaphrodite ; j) corolle gamopétale d'une fleur hermaphrodite, avec les filaments d'étamine et une étamine complète ; k) détail du style ; l) akène avec pappus ; m) détail de la partie interne et de la partie du pappus ;

3.1.2. Appareil reproducteur

3.1.2.1. Le capitule

Les capitules rayonnants, solitaires, globuleux, gros, terminaux ou subsessiles dans les dichotomies. Fleurs jaunes, de taille similaire, en deux types : hermaphrodites dans le disque floral et neutres en périphérie ; les capitules de *Centaurea eriophora* sont atteintes par les dernières feuilles caulinaires, qui ne dépassent pas l'involucre (figure 11. d) (Castroviejo *et al.*, 2015).

3.1.2.2. L'involucre

Involucre mesuré de 18-24 × 12-20 mm, c'est d'une forme globulaire ou ovoïde-globulaire, arrondi à la base, densément poilu, d'aspect blanchâtre entouré par des filaments cotonneux, à peine dépassé par les fleurs. Bractées coriaces, imbriquées et apparemment disposées en 8 ou 9 séries, composées en trois types : les moyennes étant plus grandes que le reste ; les externes à base triangulaire ou ovale, sans nervures apparentes, et avec un appendice apical jaunâtre non décurrent, sous la forme d'une simple épine dorsale ou avec une ou deux épines de chaque côté ; les bractées en bas de l'involucre sont à base ovale ou ovale-oblongue, sans côtes visibles avec un appendice de 10-17 mm, pectiné-épineux, non décurrent, érigé-breveté à recourbé, de couleur brune foncée, avec une épine terminale de 5 à 11 mm et 2 à 5 épines ou piquants de chaque côté,; les bractées internes d'une longueur de 13 à 19 mm, linéaires-lancéolés ou oblongs-lancéolés, sans appendice ou avec appendice réduit, croûteux, de couleur marron clair, avec une marge hyaline étroite, sans nervures visibles ou très peu apparentes (figure 11. f-h) (Castroviejo *et al.*, 2015).

3.1.2.3. La corolle

Corolle plus ou moins papilleuse, dont celle des fleurons neutres mesure 13-18 mm, avec tube jaune-blanchâtre et limbe jaune ou jaune pâle, avec 2-4 lobes de 2-5 mm, linéaires ou linéaires-lancéolés ; alors que celle des hermaphrodites est légèrement longue que la première avec 14-19 mm et un tube de 8-12 mm, blanchâtre-jaunâtre (figure 11. i-j).

3.1.2.4. Le périanthe

Les étamines sont distinguées par des filaments papilleux ; les anthères sont de taille comprise généralement entre 4,5 et 6 mm, avec une couleur jaune ou jaune-orange, le connectif apical aussi est de couleur identique aux anthères ou légèrement plus pâle, les appendices basaux sont entre 0,4-0,7 mm, membraneux et souvent lacérés (Castroviejo *et al.*, 2015).

3.1.2.5. Le gynécée

Style blanchâtre ou blanchâtre-jaunâtre, avec des branches jaunâtres disposées à un angle droit seulement à l'extrémité (figure 11. k).

3.1.3. Les akènes

Les akènes de *Centaurea eriophora* L. mesurent environ 4,0 à 4,5 mm de longueur et 2 à 2,7 mm de largeur, obovoïdes ou oblongues-obovoïdes, d'une couleur brun brillant ou brune jaunâtre, avec quelques poils à leur surface. Les akènes portent un élaïosome latéral à sa base. Le sommet de l'akène comprend des soies dentées de différentes longueurs ou bien un double pappus. (figure 11. l-m) (Castroviejo *et al.*, 2015).

3.2. Répartition géographique

Centaurea eriophora L. est une espèce qui se répartit autant qu'une plante indigène dans la région nord-ouest de l'Afrique et la péninsule ibérique et les îles de Canari (De Clavijo, 2002). Mais aussi elle est considérée comme introduite dans d'autres régions dans le monde citons par exemple : la région de Palestine, l'Australie, les états unies, l'Italie et L'Europe orientale (figure 12). En Algérie, la répartition de *Centaurea eriophora* en Algérie est mentionnée dans la flore de Quézel et Santa (1963) et les secteurs biogéographiques qui abritent *C. eriophora* sont : le secteur Oranais (O1, O2, O3), le secteur Kabyle et Numidien (K1, K2), le sous-secteur de l'Atlas Tellien (A2) et le secteur des Hauts-Plateaux (H1, H2).

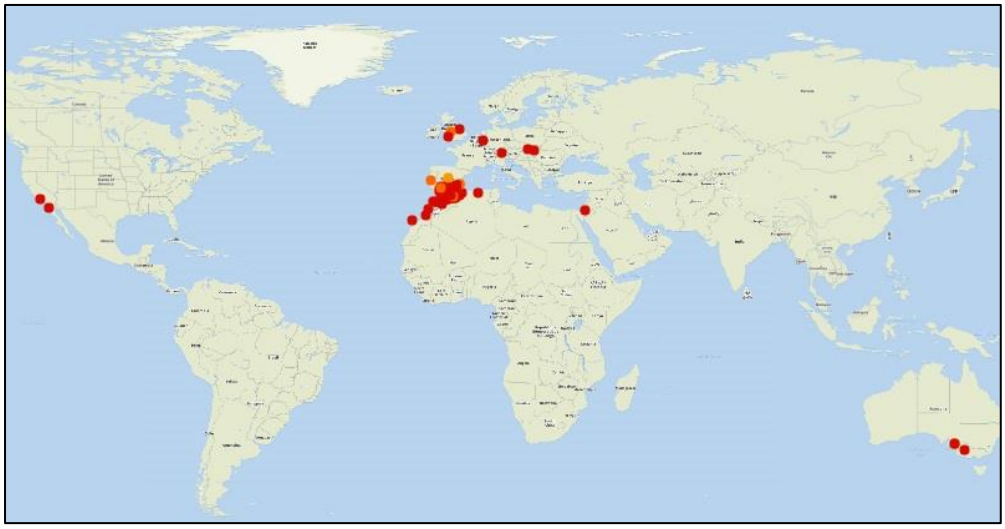


Figure 12 : carte de la répartition mondiale de *Centaurea eriophora* L (site web 02)

3.3. Classification de l'espèce de *Centaurea eriophora* L.

Domaine : *Biota* Endl. (D.Don)
Règne : *Plantae* Haeckel, 1866
Sous-Règne : *Viridaeplantae*
Infra-Règne : *Streptophyta* John, Williamson & Guiry, 2011
Classe : *Equisetopsida* C.Agardh, 1825
Clade : *Tracheophyta* Sinnott ex Cavalier-Smith, 1998
Clade : *Spermatophyta*
Sous-Classe : *Magnoliidae* Novák ex Takht., 1967
Super-Ordre : *Asteranae* Takht., 1967
Ordre : Asterales *Link*, 1829
Famille : *Asteraceae* Bercht. & J.Presl, 1820
Sous-Famille : *Carduoideae* Cass. Ex Sweet, 1826
Tribu : *Cardueae* Cass., 1819
Sous-Tribu : *Centaureinae* Dumort., 1827
Genre : *Centaurea* L., 1753
Espèce : *Centaurea eriophora* L., 1753

Plan ci-dessus indique la classification de l'espèce de *Centaurea eriophora* L (site web 3).

4. Justification de choix de l'espèce.

Généralement, le choix d'une espèce végétale pour l'étudier repose sur la semblance de l'objectif de l'étude avec certains critères comme l'intérêt économique, thérapeutique, pharmaceutique et écologique de la plante et même le statut de l'abondance de la plante notamment si ce dernier est intéressant chez des organisations prestigieuses au niveau mondial ou national. On ajoute ainsi que le fait d'intégration d'une espèce dans n'importe quel programme sur n'importe quelle thématique cela va mettre son choix sur le bon chemin.

Mais, est-il possible de choisir une espèce ou un élément à étudier sans mettre en considération des critères d'assortiment ? donc, cette problématique est évidemment rétorquée par certains auteurs comme Vela (2017) exprimant que les espèces dites « méconnues » doivent avoir la même importance que les autres. Donc, celle-ci nous a motivé de choisir *Centaurea eriophora* L. et étudier son autoécologie dans le mont de Tessala car cette espèce présente un exemple sur ce dernier critère.

Pour confirmer ce choix, nous avons consulté des études récentes qui traitent le sujet de la diversité floristique dans les écosystèmes forestiers et pré-forestiers dans le secteur Oranais (Quézel, 2002 ; Kazi Tani *et al.,* 2010) et précisément dans les monts de Tessala dont celles de (Bouzidi *et al.,* 2009), (Bouterfas, 2011), (Cherifi, 2013), (Saidi, 2017),et de (Ouici, 2019) ont fourni des informations précieuses à propos de la richesse et la variabilité de la flore pour des

sites ayant plusieurs caractères distinctifs comme la situation géographique, la nature du cortège floristique, le degré et le type d'impact des facteurs biotiques et abiotiques sur l'élément étudié …etc. D'un autre côté, le recueil référentiel principal de la flore algérienne celui de de Quézel et santa (1962 et 1963) porte des données sur le statut de chaque élément de la flore du point de vue taxinomique, botanique, ethnobotanique, la distribution régionale et sectorielle et même des critères d'abondance et d'endémisme. Tant que ce référentiel englobe toutes ces informations, on peut le considérer comme un point de départ d'un tel travail traitant une des thématiques citées précédemment.

Partie II

Etude expérimentale

Chapitre I

Présentation et localisation du site de l'étude

1. Présentation et localisation

Les Monts de Tessala sont une des chaînes importantes de l'Atlas tellien d'Algérie au Sud et au Sud-ouest d'Oran. Allongés sur une centaine de kilomètres du sud-ouest vers le Nord-est, ils se dressent au-dessus des collines d'Ain Témouchent et de la plaine de la Sebkha d'Oran (la Mléta) au Nord, le cours du bas Isser et la plaine de Sidi-bel-Abbés au Sud. Le mont de Tessala, faisant partie de cette chaîne montagnarde, présente une grande diversité biologique par sa localisation géographique et orographique. Il est situé au Nord de la wilaya de Sidi Bel Abbes, 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 Abbés. Le mont de Tessala fait partie de l'Atlas tellien (figure 13). 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 Abbés dont les altitudes varient de 400 à 500m, elle est caractérisée par un relief très peu accidenté (figure 13). 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 (PDAU., 2005).

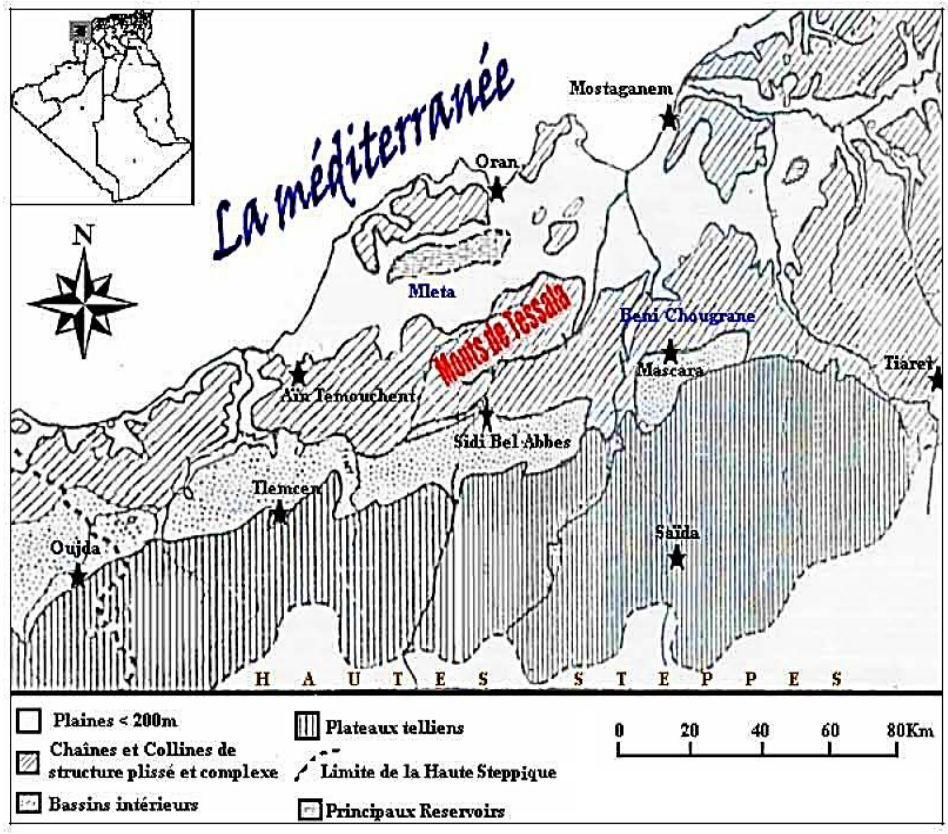


Figure 13: Localisation du Djebel de Tessala (Kikken, 1962)

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 sècheresse 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 (figure 14) (Cherifi *et al.*, 2011).

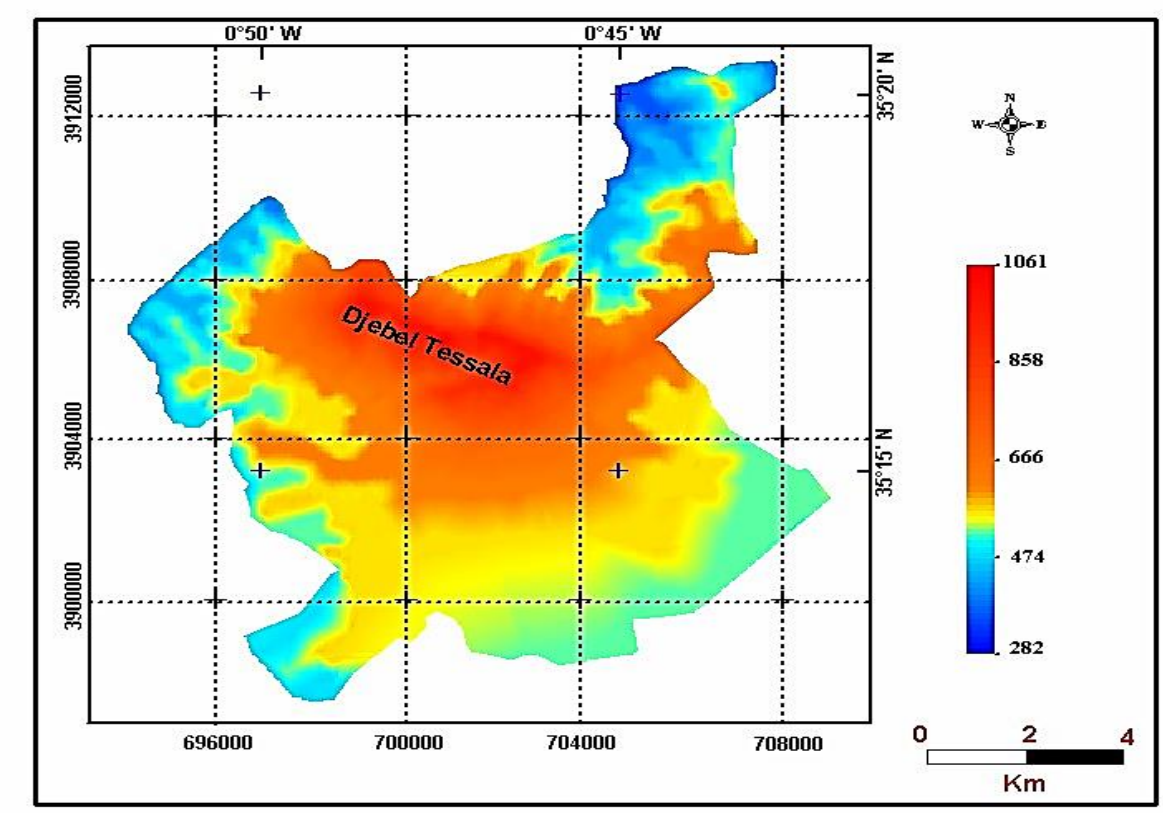


Figure 14: Carte hypsométrique de la zone d'étude (Carte établie par le logiciel MapInfo Professional Version 6.5) (Cherifi, 2013)

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 (figure 15).

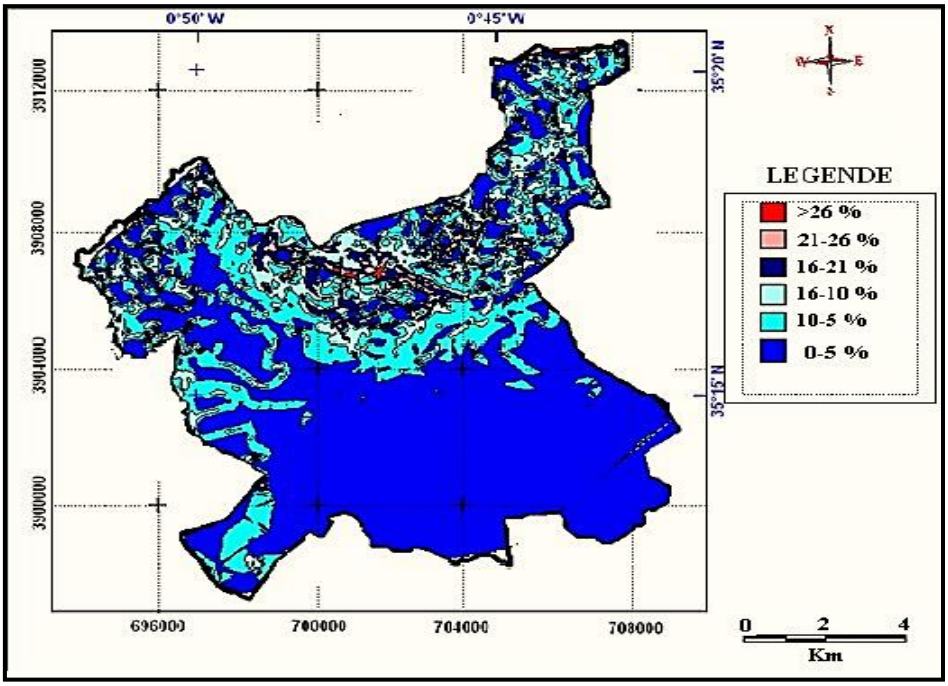


Figure 15: Carte des pentes de la zone d'étude (Carte établie par le logiciel MapInfo Professional Version 6.5) (Cherifi, 2013)

2. 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 nord 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 (figure 16) établie par l'agence nationale des ressources hydriques, nous constatons qu'en Algérie :

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

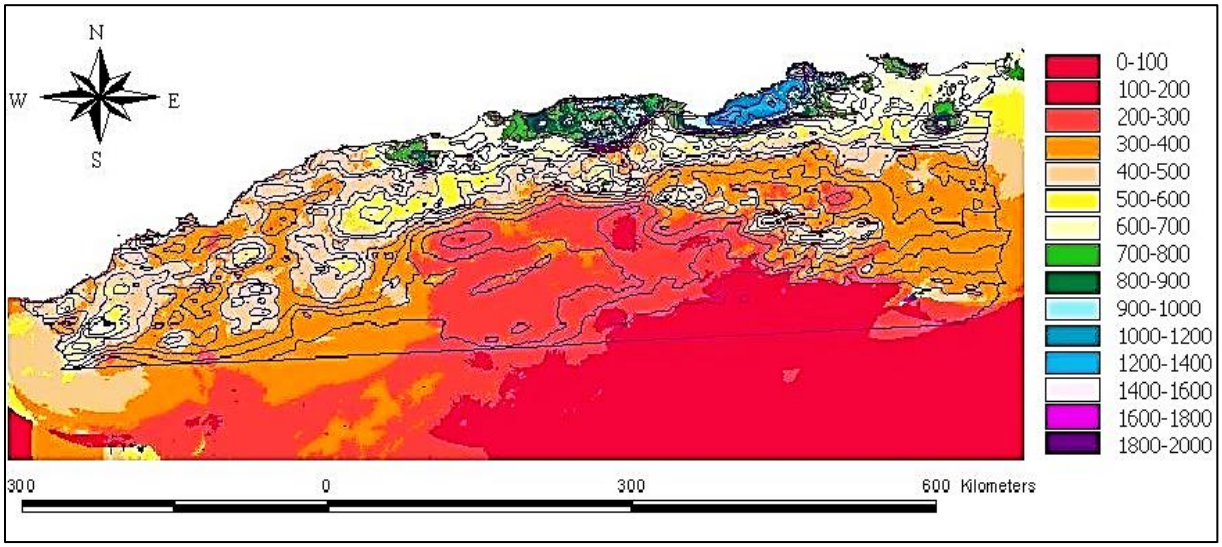


Figure 16: Carte pluviométrique de l'Algérie du Nord (Cherifi, 2013 ; Meddour, 2010)

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 et par 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' ; longitud**e** Ouest : 00°38'.

Les caractéristiques des principales variables climatiques (précipitation, températures) ont été analysées sur une période allant de 1980 jusqu'à 2017 (O.N.M., 2018). 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 m

Les précipitations ont été corrigées comme suit :

- **40 mm x 99 /100 = 39.6 mm**

Ainsi, les températures ont été corrigées comme suit :

- **Pour M : 99 x 0,7 / 100 = 0,69 °C** ;
- **Pour m : 99 x 0,4 / 100 = 0,39 °C**.

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

2.1. 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 maintient 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 (1980-2017) en se référant aux données de l'O.N.M. (2018) permet de confirmer ou d'infirmer l'évolution des facteurs climatiques (figure 17).

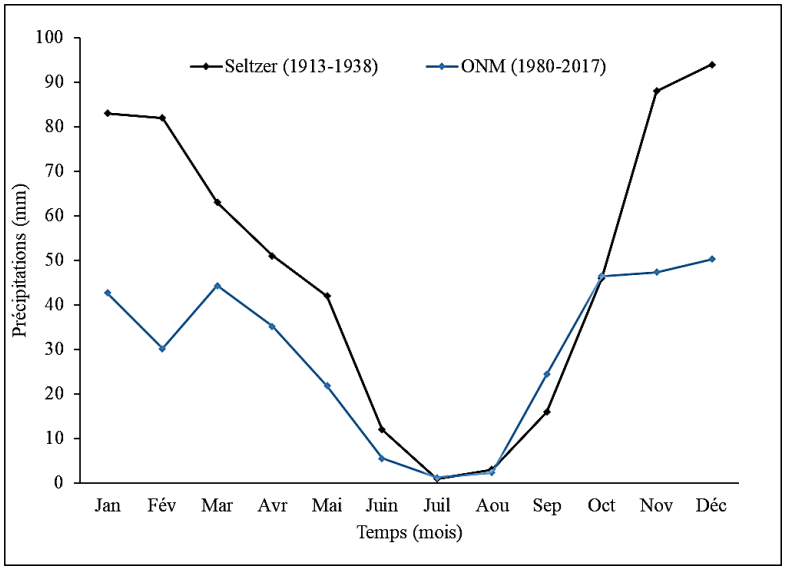


Figure 17 : Variation des précipitations moyennes mensuelles des deux périodes [(1913-1938) et (1980-2017]

La figure 17 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 1980-2017, 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 37 ans (1980-2017). La moyenne interannuelle des pluies enregistrées depuis 1980 à 2017 est de 331,5 mm ; cependant, l'analyse quantitative des apports pluviométriques annuels des 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 (figure 18).

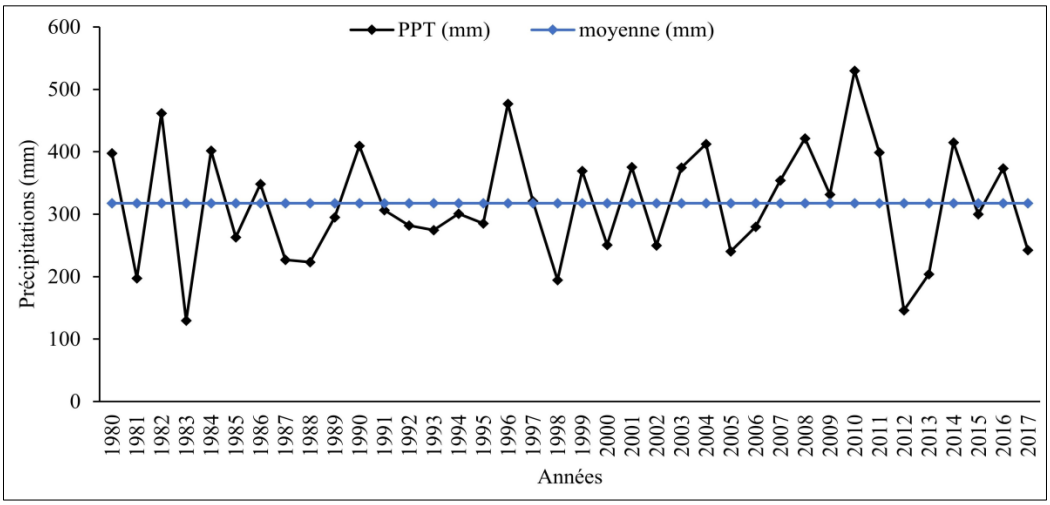


Figure 18 : Variation des précipitations moyennes annuelles (1980-2017) (O.N.M., 2018)
(**PPT** : **P**réci**pit**ations)

2.2. Les températures

La température est considérée comme un facteur écologique fondamental et un élément vital pour les formations végétales. C'est un facteur exerçant une action écologique importante sur les êtres vivants. (Peguy, 1970). 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 (Pouget, 1980), ainsi il 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, 1977).

La caractérisation de la température en un lieu donné se fait généralement à partir de la connaissance des variables suivantes : les températures moyennes mensuelles (M + m /2), les températures maximales (M), les températures minimales (m).

2.2.1. Températures moyennes mensuelles de la période (1913-1938)

Les températures maximales, minimales et moyennes mensuelles sur une période de 25 ans (1913-1938) à une altitude de 620 m de la station de Tessala sont présentées sur le tableau 4.

Tableau 4: Températures moyennes mensuelles (1913-1938) (Seltzer, 1946)

Mois	Jan.	Fév.	Mar.	Avr.	Mai.	Jui.	Juil.	Août	Sept.	Oct.	Nov.	Déc.
M (°C)	13	16	17	20	23	28	32	32	28	22	17	14
m (°C)	2	3	4	6	9	12	15	13	13	9	6	3
M+m/2 (°C)	7,5	9,5	10,5	13	16	20	23,5	22,5	20,5	15,5	11,5	8,5

M : températures maximales ; **m** : températures minimales ; **M+m /2 :** températures moyennes.

Les températures moyennes minimales enregistrées sont de 2 °C pendant le mois de janvier et 3 °C pendant le mois de février et décembre. Ces trois mois correspondent à la saison froide. Tandis que la température moyenne maximale est de 32 °C pendant les mois de juillet et août.

2.2.2. Températures moyennes mensuelles de la période 1980-2017

Les températures moyennes minimales et maximales enregistrées durant la nouvelle période (1980-2017) montrent des maximas respectifs de 35,6 °C au mois de juillet et 35,4 °C au mois d'août et des minimas respectifs de 2,6 °C au mois de janvier et 3,9 °C au mois de décembre.

Tableau 5: Températures moyennes mensuelles (1980-2017) (ONM, 2018)

Mois	Jan.	Fév.	Mar.	Avr.	Mai.	Jui.	Juil.	Août	Sept.	Oct.	Nov.	Déc.
M (°C)	15,4	16,9	18,7	21,5	26,7	32,2	36,3	35,4	30,8	27,1	19,8	15,2
m (°C)	2,6	5,3	4,6	6,9	10,6	14,7	17,7	18,1	14,5	10,6	5,4	3,9
M+m /2 (°C)	9	11,1	11,6	14,2	18,6	23,5	27	26,8	22,6	18,9	12,6	9,5

Quant aux températures moyennes, elles augmentent avec un maximum en juillet, soit 27 °C et un minimum en janvier avec 9°C (tableau 5)

- **Comparaison des données de Seltzer (1946) et la période de 1980-2017**

La comparaison des données des températures moyennes mensuelles de la nouvelle période (1980-2017) à celles de Seltzer (1913-1938) 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 1913-1938 (figure 19).

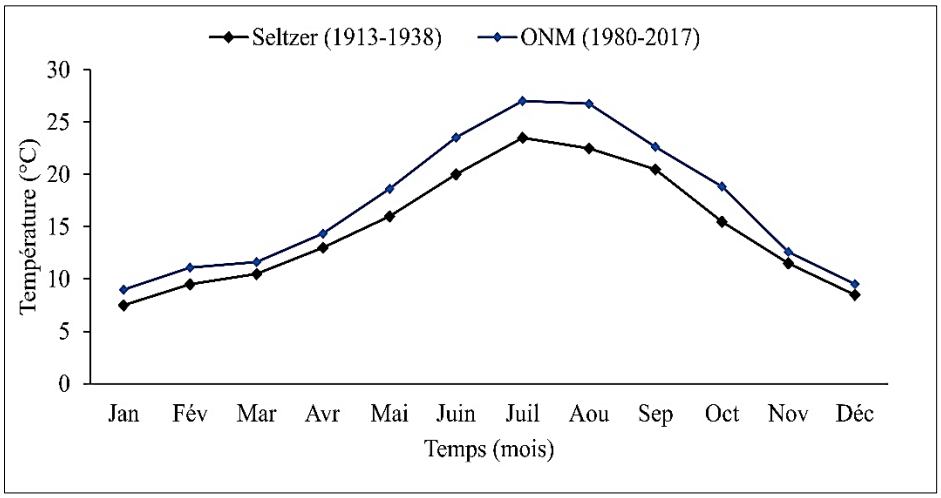


Figure 19 : Variation des températures moyennes mensuelles (1980-2017)

2.3. Synthèse climatique

La synthèse bioclimatique est une étape indispensable à tout projet relatif à l'environnement, elle conditionne par le biais de ses composantes, le type de climat et de la couverture végétale. Théoriquement, la synthèse bioclimatique se justifie par l'importance primordiale de deux facteurs (précipitations et température) pour les plantes et sur le plan pratique par la qualité des résultats obtenus

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

2.3.1. Diagramme ombrothermique de Bagnouls et Gaussen

Selon Bagnouls et Gaussen (1957), un mois est considéré comme sec lorsque le total des précipitations (PPT), exprimé en mm, est égal ou inférieur au double de la température moyenne (TPT) 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, en ordonnée de droite, les températures en ordonnée de droite et à une échelle double.

Une combinaison des données pluviométriques et des températures est très intéressante pour caractériser l'influence du climat sur la région dans la mesure où le diagramme ombrothermique est conçu de façon que les courbes se croisent au début et à la fin de la saison sèche. La surface de la courbe située au-dessous de cette limite correspond à la saison humide

La figure 20 représentent les courbes ombrothermiques de la région de Tessala (ancienne et nouvelle périodes), station pour laquelle nous disposons de données thermiques et pluviométriques. Ce digramme 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 (1980-2017). Cette période sèche agit énormément sur l'évolution et la distribution de la végétation.

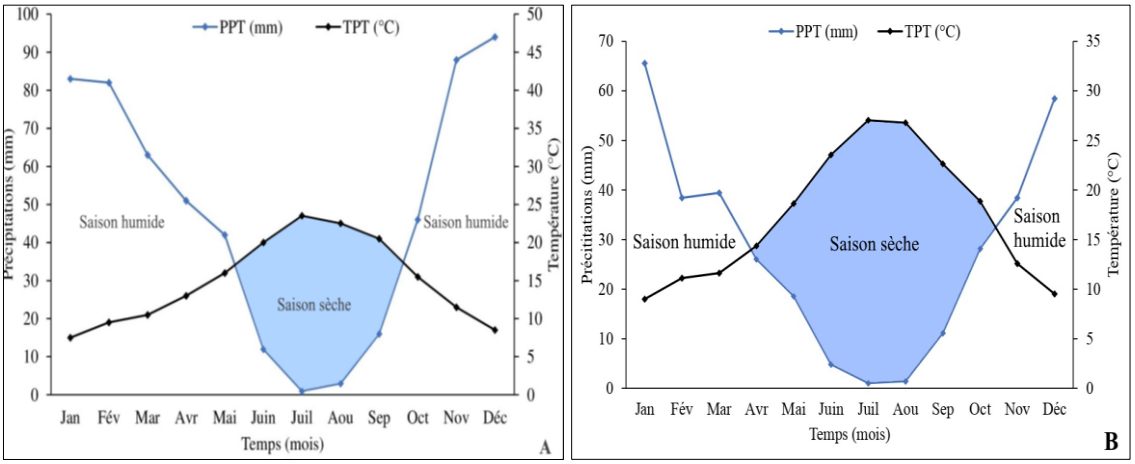


Figure 20: Diagrammes ombrothermiques de la région de Tessala
A : ancienne période (1913-1938) ; B : période actuelle (1980-2017)

2.3.2. 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 :

$$\mathbf{Q_2 = \frac{2000 \times P}{(M^2 - m^2)}}$$

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 températures minimales du mois le plus froid. Les températures étant exprimées en degré Celsius. Selon cet auteur, le "M" et le "m" représentent les seuils entre lesquels, dans un endroit donné, se déroule la vie végétale.

L'indice Q_2 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 6 résume l'ensemble des étages définis pour la région méditerranéenne.

Tableau 6: Etages bioclimatiques selon Emberger (1952)

Etages bioclimatiques	Q_2	P mm
Per-humide	Q_2 >150	P >1300
Humide	90 > Q_2 > 150	900 < P < 1300
Subhumide	50 > Q_2 > 90	600 < P < 900
Semi-aride	30 > Q_2 > 50	300 < P < 600
Aride	20 > Q_2 > 30	100 < P < 300
Saharien	Q_2 < 20	P < 100

Selon les valeurs du "m", ces zones bioclimatiques sont subdivisées en variantes thermiques. Dans le tableau 7, nous reprenons les différents sous étages bioclimatiques retenus par Daget et David (1982).

Tableau 7: Sous étages bioclimatiques (Daget et David, 1982).

Variantes à hiver	Valeur de m en °C	Variantes 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 basant sur les valeurs des précipitations et des températures obtenues par extrapolation, nous avons estimé la valeur du quotient d'Emberger (**Q_2 = 37,46)** qui permet de situer la région de Tessala dans un étage bioclimatique **semi-aride à hiver frais** selon les données actuelles de 1980 à 2017 (figure 21). La valeur du Q_2 de l'ancienne période n'a pas été déterminée par manque de données se rapportant aux pluviométries annuelles.

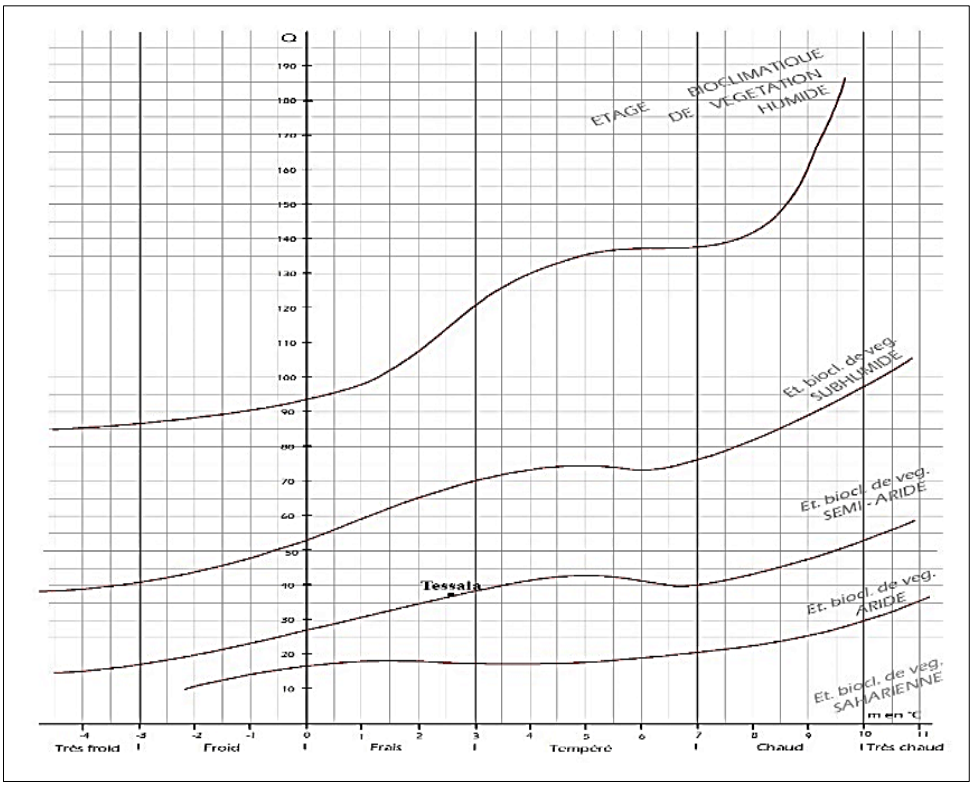


Figure 21 : Climagramme d'Emberger de la commune de Tessala de la période (1980-2017)

2.3.3. Indice d'aridité de De Martonne

De Martonne a essayé de définir l'aridité du climat par un indice qui associe les précipitations moyennes annuelles (mm) aux températures moyennes annuelles (°C). Cet indice d'aridité (I) est d'autant plus grand lorsque le climat est plus humide, il caractérise l'aridité du climat d'une région donnée, s'exprimant par la formule suivante :

$$\mathbf{I = \frac{P}{T + 10}}$$

- P : Précipitation moyenne annuelle en mm.
- T : Température moyenne annuelle en °C.

Donc : **I** =331,5 / (17,1+10) = **12.23**

Pour :

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

La valeur trouvée de l'indice d'aridité (I) pour la région de Tessala traduit un climat semi- aride à écoulement exoréique (figure 22).

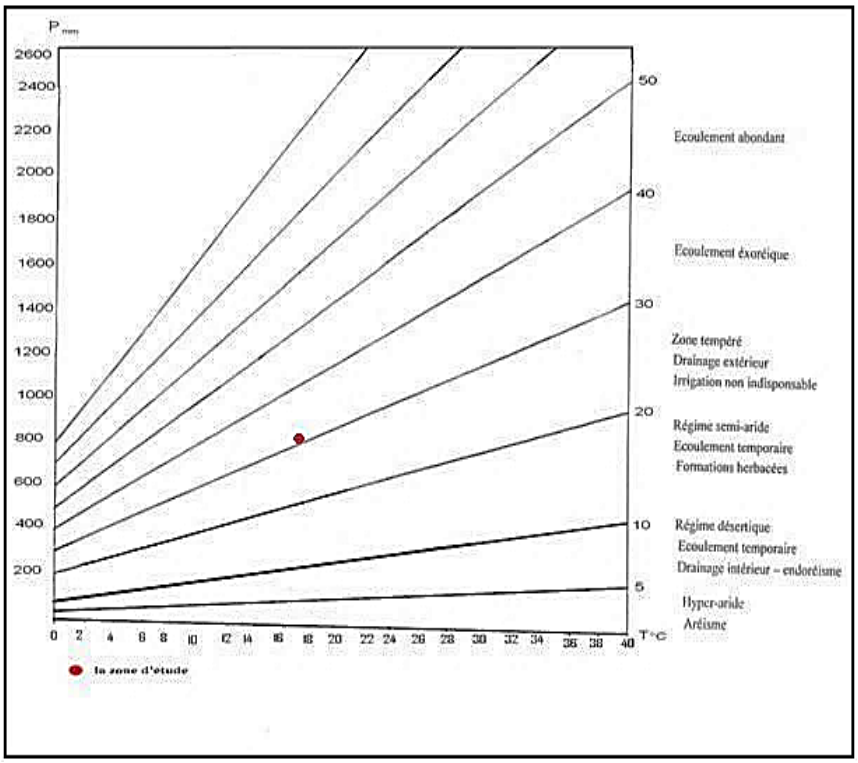


Figure 22 : Abaque pour le calcul d'indice d'aridité de De Martonne

2.3.4. Répartition saisonnière des pluies

La méthode de calcul du régime saisonnier de Chaabane (1993) consiste à un aménagement des saisons par ordre décroissant des précipitations, ce qui permet de définir un indicatif saisonnier. Cette répartition saisonnière des précipitations est particulièrement importante dans la physionomie de la végétation (Hildebert, 1950).

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 dans le tableau suivant :

Tableau 8: Répartition saisonnière des précipitations (mm) dans la commune de Tessala (1980-2017).

Saisons		**Automne**			**Hiver**			**Printemps**			**Eté**		
Mois		**Sep.**	**Oct.**	**Nov.**	**Déc.**	**Jan.**	**Fév.**	**Mar.**	**Avr.**	**Mai**	**Juin**	**Juil.**	**Aout**
Pluviométrie	**En (mm)**	11,1	28,2	38,4	58,4	65,6	38,4	39,4	26,1	18,6	4,8	1,1	1,4
		77,7			162,4			84,1			7,3		
	En (%)	23,43			48,98			25,36			2,20		

Cette répartition détermine pour la région un indicatif saisonnier (indicatif de Musset) de type HPAE (figure 23).

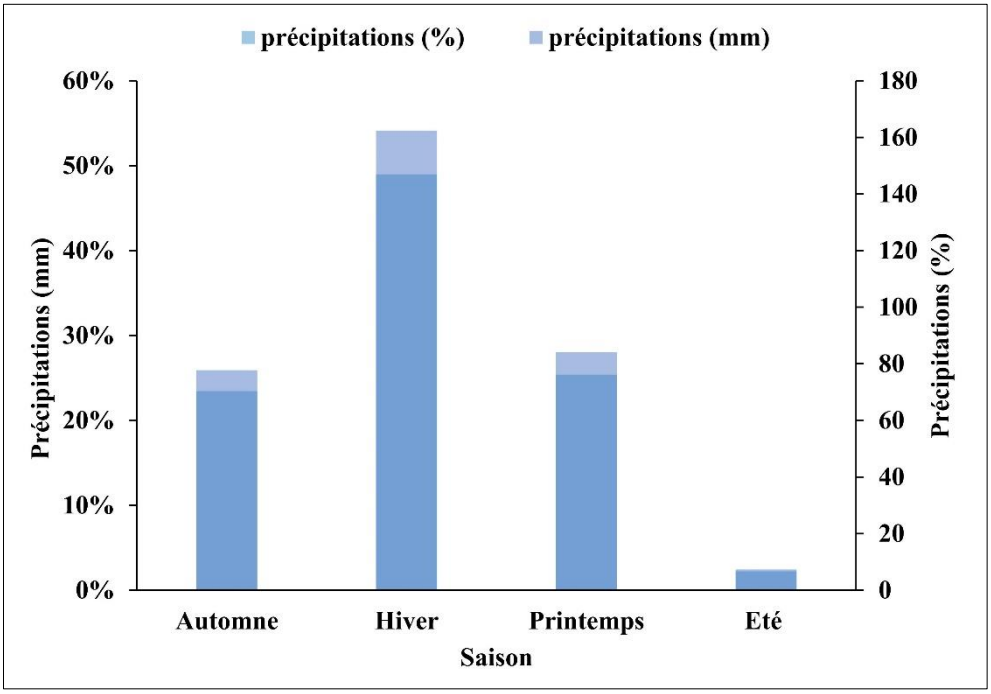


Figure 23 : Représentation graphique du régime saisonnier de la période (1980-2017).

2.3.5. Conclusion

Le climat de la région de Tessala est caractérisé par deux périodes presque de la même longueur (environ six mois) :

- Une période sèche estivale typique du climat méditerranéen pendant les mois les plus chauds,
- Une période froide et humide, se concentrant sur les deux saisons (automne et hiver).

Les précipitations caractérisent leurs fluctuations et leurs hétérogénéités selon les années. Les pluies sont mal réparties sur les mois de l'année. Le régime pluviométrique est de type H.P.A.E.

Du point de vue bioclimatique, la période récente (1980-2017) diffère nettement par rapport à l'ancienne (1913-1936), avec une diminution des précipitations et une augmentation des températures.

La comparaison des données de l'ONM (2018) avec les données de Seltzer (1946) montre une différence assez nette qui se traduit par une tendance vers un cycle de sécheresse.

Le climat de la région de Tessala est de type méditerranéen influencé par la barrière des monts de Tessala (Chaumon et Paquin, 1971). Les mesures d'Emberger et de De Martonne permettent de localiser la région de Tessala dans l'étage bioclimatique semi-aride à hiver frais.

2.4. 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 50 cm, 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.

2.4.1. 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 dominent 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 général, la répartition des sols est intimement liée aux conditions orographiques et lithologiques dans la zone d'étude.

2.5. 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 xérothermique (Tassin, 2012).

Du point de vue floristique, les monts de Tessala présentent une diversité appréciable. Parmi les formations végétales qui s'y trouvent, nous distinguons :

- 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 pycnanta et Acacia cyanopphylla*), le Tamarix (*Tamarix gallica*) et plusieurs espèces d'Eucalyptus qui sont localisés dans le versant Sud.
- Des maquis 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 spinosa, Ampelodesma mauritanica* et accessoirement d'alfa (*Stipa tenacissima*).
- Des garrigues représentées essentiellement par : *Daphne gnidium, Calycotome Spinosa, Ampelodesma mauritanica, Asparagus acutifolius, Asphodelus microcarpus,*

Chamaerops humilis, Stipa tenacissima et *Urginea maritima* (Bouzidi *et al*., 2009 ; Bouterfas *et al*., 2013 ; Cherifi *et al*., 2013).

2.6. Les menaces pesées sur la végétation

2.6.1. Influences anthropiques

Le processus d'anthropisation a largement façonné tous les complexes de végétations méditerranéennes 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 végétales.

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 9). 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 9 : 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 %

2.6.2. Les incendie de forêts

Le facteur de dégradation le plus redoutable de la forêt algérienne et méditerranéenne est sans contexte l'incendie (Missoumi *et al.*, 2002 ; Madoui *et al.*, 2006). 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.

La zone d'étude est caractérisée par une saison sèche assez et 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 Abbés (tableau 10) (DGF, 2017).

Tableau 10 : Bilan des incendies des monts de Tessala [période (2010-2016)]

Années	2010	2011	2012	2013	2014	2015	2016
Nombre d'incendies	00	2	5	2	00	3	3
Surface brulée (ha)	00	2	0,64	0,7	00	1,55	0,12
Surface brulée par foyer d'incendie (ha)	00	1	0,13	0,35	00	0,52	0,04

La perte annuelle du capital boisé est la pondération des superficies brulées ramenées à 100 ha des forêts. (Velez, 1990) La moyennes de perte annuelle enregistrée au niveau de la commune de Tessala entra 2010-2016 soit de 0,085% dans une superficie de 840 ha. En outre, le tableau 11 représente la répartition de superficie des incendies sur les formations végétales au niveau du mont de Tessala.

Tableau 11 : La superficie brulée par formation végétale des monts de Tessala (2010-2016).

Formations végétales	Forêt	Maquis	Alfa	Broussailles	Autres formations
Superficie (ha)	0,03	0,08	00	4,06	0,84

2.6.3. Le pastoralisme

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 2017, la répartition des effectifs du cheptel est représentée par la figure 24. 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 (DSA, 2017).

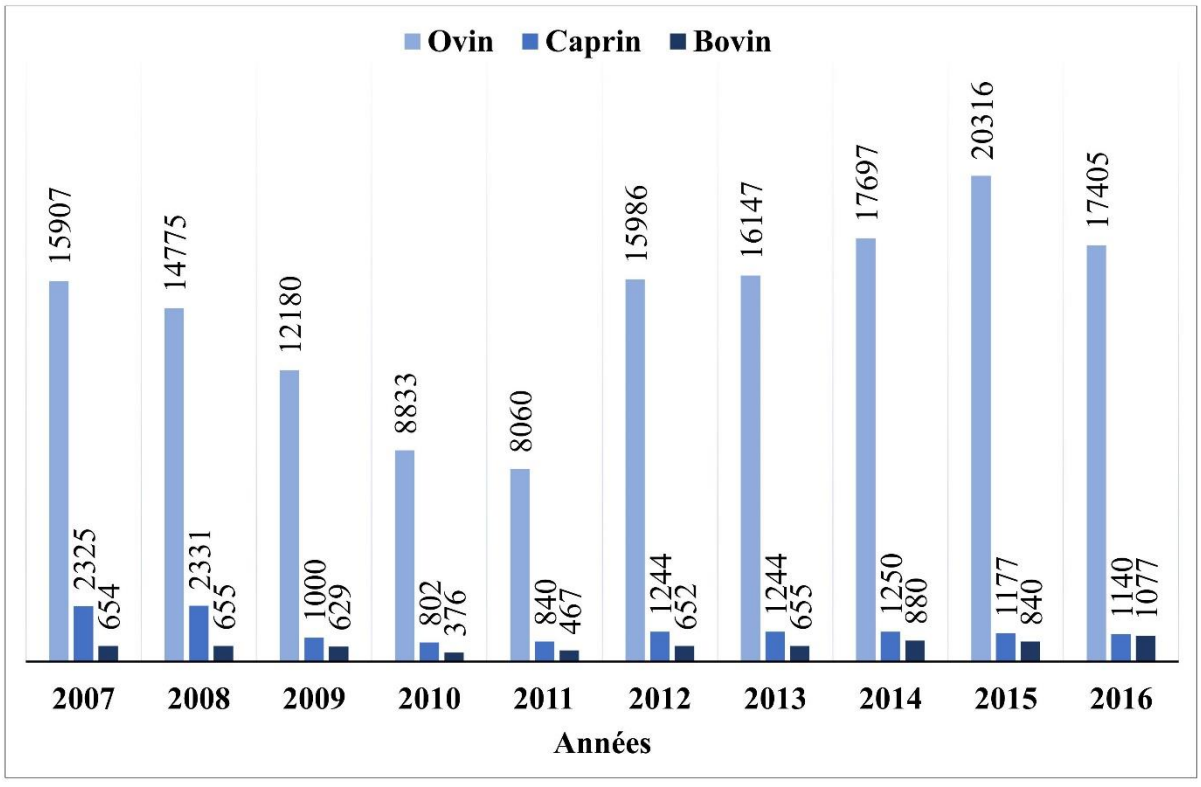


Figure 24 : Répartition annuelle du cheptel dans le mont de Tessala (DSA, 2017)

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. (Bouzillé, 1992 ; 1998 ; Loucougaray, 2003 ; Rassignol, 2006). 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 (Cherifi, 2013 ; Bouker, 2013 ; Saidi, 2017 ; Mekideche *et al.*, 2018,)

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

Matériels et méthodes

1. Etude écologique

Dans cette étude, nous avons adopté une méthodologie qui consiste à diviser le travail en deux étapes : la première est édaphique qui a pour objectif de connaitre les propriétés physico-chimiques du sol qui ont une influence sur la répartition des formations végétales. La deuxième étape réalisée par la méthode stigmatiste, se basera sur la caractérisation du cortège floristique de *Centaurea eriophora* L.

1.1. Equipements de terrain

Pour mener cette étude à bon port et pour atteindre les objectifs de cette étude, divers matériels ont été utilisés :

- Une carte topographique 1/25 000 ayant servi pour faire le zonage de la zone d'étude,
- Un GPS pour noter les informations relatives à l'emplacement, l'orientation et le prélèvement des coordonnées géographiques (altitude, longitude et1atitude) de chaque station,
- Quatre piquets et une corde pour la délimitation de la surface du relevé étudié,
- Un sécateur et du papier journal pour prélever et conserver les plantes en vue de leurs déterminations,
- Une pelle à main et des sachets en plastique pour le prélèvement et la collecte des échantillons de sol,

1.2. Choix et localisation des stations

Le choix des stations d'étude dans le Mont Tessala a été réalisé dans le but d'effectuer une étude comparative du statut patrimonial de *Centaurea eriophora* L. entre la période 1963 selon la seule référence de Quézel et Santa en Algérie et son statut au niveau de la région de Tessala en 2015 année de réalisation du travail à travers de la constatation de la fréquence d'apparition de l'espèce étudiée. Pour cela, il nous a fallu prendre en considération l'ensemble de la zone d'étude, après plusieurs sorties exploratoires préliminaires sur le terrain, ce qui nous a permis une bonne connaissance préalable da la composition floristique du mont de Tessala. En adoptant le principe de l'échantillonnage aléatoire mixte, nous avons utilisé un programme de traitement des cartes géographiques pour diviser la superficie totale de la zone d'étude en carrés uniformes en fonction de la latitude et de la longitude, d'une longueur de 500 mètres et d'une largeur de 500 mètres, dont chaque carré est considéré comme un relevé. Le choix s'est porté, alors, sur 38 relevés accessibles et faciles à pénétrer (tableau 12), néanmoins nous avons subi des

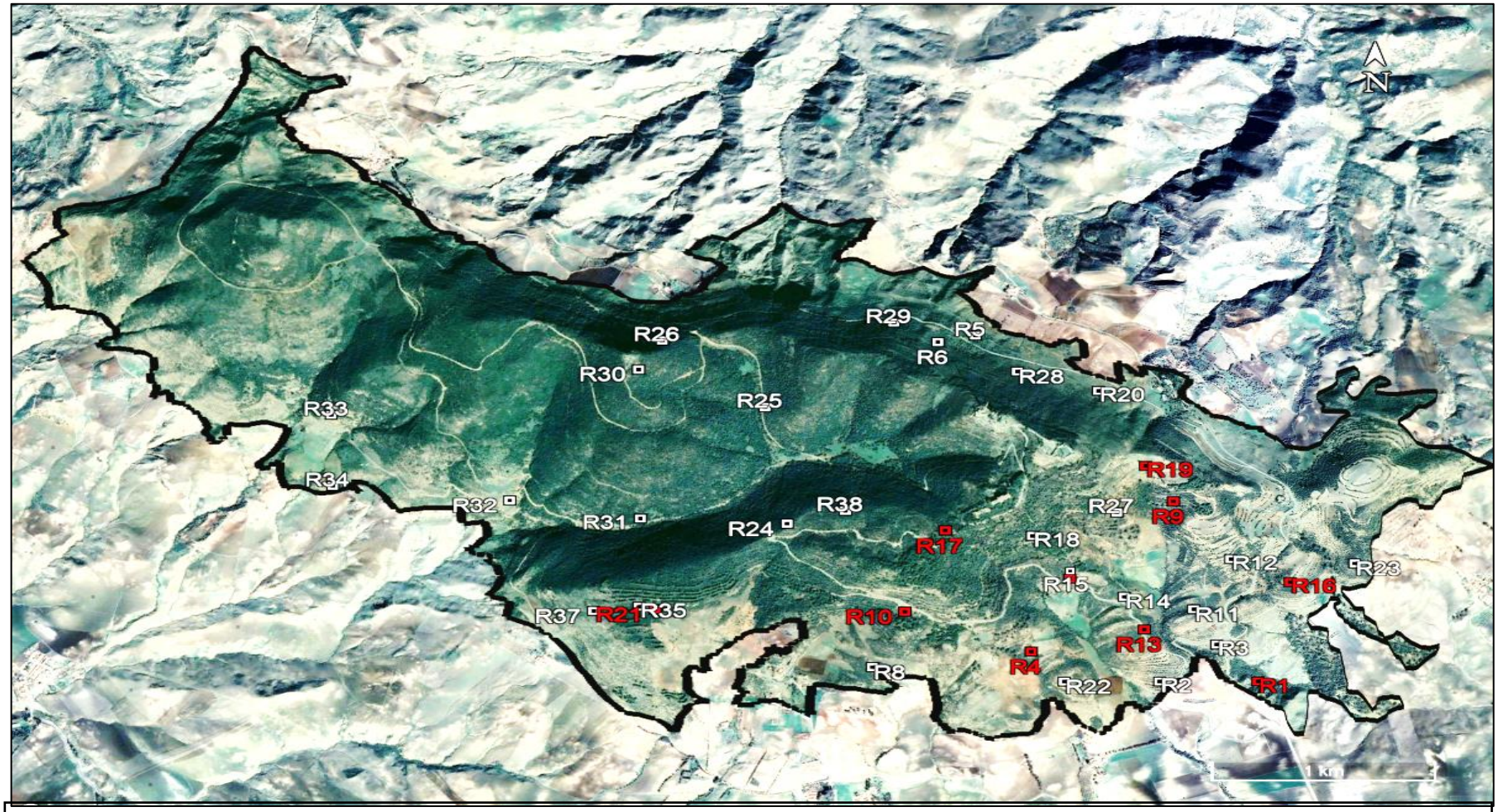
difficultés d'accéder à d'autres relevés soit en raison de sécurité ou à cause de la nature des reliefs dans le mont de Tessala (figure.25).

Ensuite, ce choix a pour but aussi de contribuer à la connaissance de la diversité floristique et de l'autoécologie de *C. eriophora* dans l'écosystème montagnard qu'abrite le massif de Tessala en général, de son état actuel en exposant son hétérogénéité et sa diversité, résultant de la pondération de divers facteurs écologiques tels que la nature de la végétation, le type du sol, la pente et l'exposition.

L'exécution de ces relevés est accompagnée de l'enregistrement des paramètres stationnels relatifs à l'emplacement (altitude, longitude et latitude) et aux caractéristiques écologiques des stations (pente, exposition, recouvrement). Ces données sont résumées dans le tableau suivant :

Tableau 12 : Situation des relevés d'échantillonnage

Relevé	Coordonnées géographiques		Altitude (m)	Pente (%)	Exposition	Taux de recouvrement (%)
	Nord	Ouest				
R1	35° 15,900' N	0° 45,800' O	668	0	Sud – Est	90
R2	35° 15,905' N	0° 46,101' O	718	5	Sud – Est	95
R3	35° 16,02' N	0° 45,932' O	722	10	Sud – Est	90
R4	35° 16,001' N	0° 46,479' O	831	40	Sud	58
R5	35° 15,933' N	0° 46,634' O	834	20	Sud	40
R6	35° 16,965' N	0° 46,750' O	846	10	Sud	20
R7	35° 16,228'N	0° 46,370' O	875	10	Sud	70
R8	35° 15,953' N	0 °46,935' O	859	15	Sud	90
R9	35° 16,470' N	0° 46,077' O	897	45	Sud	95
R10	35° 16,128' N	0° 45,847' O	768	50	Sud - Est	80
R11	35° 16,132' N	0° 46,004' O	812	44	Sud -Est	20
R12	35° 16,290' N	0° 45,900' O	847	50	Sud -Est	70
R13	35° 16,069' N	0° 46,149' O	819	50	Sud -Est	90
R14	35° 16,171' N	0° 46,209' O	863	5	Sud -Est	45
R15	35° 16.252' N	0° 46,370' O	879	16	Sud	70
R16	35° 16,217' N	0° 45,719° O	803	22	Sud	70
R17	35° 16,379' N	0° 46,742' O	1031	22	Nord - Est	50
R18	35° 16,362' N	0° 46,488' O	953	50	Sud	70
R19	35° 16,597' N	0° 46,166' O	970	9	Sud	100
R20	35° 16,817' N	0° 46,280' O	869	16	Nord - Est	100
R21	35° 16,132' N	0° 47,553' O	922	22	Sud	75
R22	35° 15,907' N	0° 46,382' O	821	40	Sud	75
R23	35° 16.276' N	0° 45,524' O	803	33	Sud - Est	75
R24	35° 16,397' N	0° 47,182' O	991	27	Sud – Ouest	100
R25	35° 16,757' N	0° 47,246' O	956	30	Nord - Ouest	100
R26	35° 16,959' N	0° 47,539' O	997	50	Sud	100
R27	35° 46,435' N	0° 46,242' O	962	44	Sud - Est	60
R28	35° 16,875' N	0° 46,519' O	885	50	Nord	100
R29	35° 17,027' N	0° 46,876' O	935	33	Nord	100
R30	35° 16,864' N	0° 47,601 O	1048	44	Sud - Est	100
R31	35° 16,410' N	0° 47,602' O	826	44	Sud	50
R32	35° 16,465' N	0° 47,985' O	828	50	Sud - Est	100
R33	35° 16,734' N	0° 48,511' O	801	33	Sud	90
R34	35° 16,509' N	0° 48,295' O	823	50	Sud – Ouest	100
R35	35° 16,140' N	0° 46,598' O	919	33	Est	100
R36	35° 16,114' N	0° 47,101' O	901	33	Sud - Est	100
R37	35° 16,125' N	0° 47,728' O	920	33	Ouest	70
R38	35° 16,437' N	0° 47,019' O	1003	0	Nord	85



Relevé d'échantillonnage floristique seulement

Relevé d'échantillonnage floristique et pédologique où se trouve *Centaurea eriophora* L.

Figure 25 : Localisation des relevés d'échantillonnage

1.3. Etude pédologique

Dans toute étude écologique, le sol reste la clé déterminante des différents phénomènes (croissance, maintenance, adaptation) par ses éléments nutritifs minéraux ainsi que par sa teneur en eau et en matière organique.

Le sol joue un rôle important dans les écosystèmes. C'est un filtre, milieu d'échange et de transformation physique, chimique et biochimique. L'étude du sol est indispensable, ce dernier constitue l'unique et le principal support pour le développement de la végétation (Chamley, 2002).

Sur terrain, une fosse pédologique a été creusée en Mars 2015 pour les stations qui abritent *Centaurea eriophora*. Ceci permet de donner un aperçu pédologique de la zone d'étude.

Les échantillons de sol sont prélevés de chaque station de l'horizon superficiel à une profondeur de 10 à 20 cm, ils sont ensuite mis à sécher à l'air libre pendant 15 jours. Une fois séchée, la terre est tamisée par un tamis à mailles de 2 mm (Afnor, 1987), séparant 15 éléments grossiers de la terre fine inférieure à 2 mm. Après le tamisage, nous accèderons à l'analyse physico-chimique selon les méthodes exposées par Aubert (1989) dans son manuel d'analyse du sol.

Ces analyses ont été effectuées au niveau du laboratoire de pédologie de la faculté des sciences de la nature et de la vie de l'université Djillali Liabes (Sidi Bel Abbés).

1.3.1. Analyses physiques

1.3.1.1. Humidité (H)

Les échantillons sont prélevés par la méthode des cylindres, suivant les paramètres que l'on cherche à calculer, ils sont ensuite placés au laboratoire dans des boîtes de Petri et mis à l'étuve, après avoir été pesés. Après une durée de 24 heures à une température de 105 °C suffisante par convention à la disparition de l'eau présente sans qu'il y'ait décomposition des carbonates, les échantillons sont ensuite pesés et la variation de la masse est alors égale à la masse d'eau contenue à l'origine (exprimée en pourcentage).

1.3.1.2. Analyse granulométrique et texture

Pour classer les terres, nous procédons à l'analyse granulométrique du sol. La granulométrie est la classification des éléments constitutifs du sol selon leur taille et la détermination de la quantité et le pourcentage respectif des différents éléments constituants (sables, limons, argiles). Cette technique nous donne une idée sur la texture du sol (la notion de texture concerne la fraction fine du sol) (Guillet *et al.,* 1988). La texture est une caractéristique principale et

pratiquement permanente du sol, elle influe beaucoup sur le processus physique et chimique dans le profil (Bullock *et al.*, 1985).

L'essai consiste à classer les différents grains constituants l'échantillon en utilisant une série de tamis, emboîtés les uns sur les autres, dont les dimensions des ouvertures sont décroissantes du haut vers le bas. Le matériau étudié est placé sur la partie supérieure des tamis et les classements des grains s'obtiennent par vibration de la cabane de tamis de type RETSCH AS 200 DIGIT. Les différentes fractions obtenues sont présentées dans ce tableau.

Tableau 13 : Classification des différents éléments du sol selon leurs tailles (Afnor, 1987).

Eléments du sol	Tailles
Fraction grossière (FG)	Ø > 2mm
Sables grossiers (SG)	2 mm > Ø > 0.2 mm
Sables fins (S)	0.2 mm > Ø > 0.02 mm
Limons (L)	0.02 mm > Ø > 0.002 mm
Argiles (A)	Ø < 0.002 mm

La texture des différents échantillons du sol est définie après projection des résultats de l'analyse granulométrique sur le triangle de Jamagne (1967).

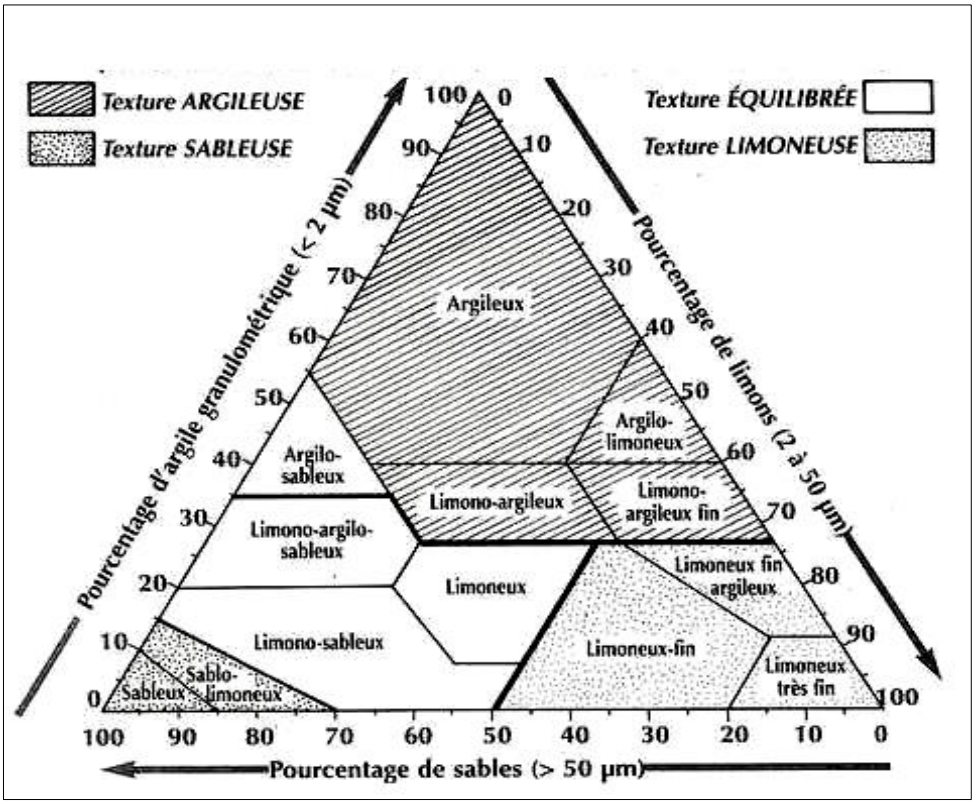


Figure 26 : Triangle ds textures (Jamagne, 1967)

1.3.2. Analyse chimique

1.3.2.1. Le potentiel hydrogène (pH)

Le sol n'est pas un milieu inerte, des colloïdes (argiles et humus) régularisent la teneur en éléments nutritifs. Ce mécanisme de régulation concerne la teneur en cations métalliques (calcium, potassium, …) et la teneur en ions de H^+ de la solution du sol ou acidité du sol qui est due aux ions hydrogènes qui s'y trouvent.

La mesure du pH est faite par la méthode éléctrométrique en utilisant un pH mètre de type « HANNA pH209-209R » sur une suspension de la terre avec de l'eau distillée, afin d'apprécier l'alcalinité ou l'acidité du sol. L'interprétation des résultats est faite selon l'échelle mentionnée au tableau 14.

Tableau 14 : Echelle d'appréciation de pH du sol (Gagnard *et al.*, 1988).

pH	< 5,5	5,5 - 6,5	6,5 - 6,8	6,8 - 7,2	7,2 - 8,5	> 8,5
Appréciation	Fortement acide	Acide	Très légèrement acide	Voisin de la neutralité	Légèrement alcalin	Fortement alcalin

1.3.2.2. Conductivité électrique (C.E)

Elle est définie comme étant la mesure des ions dans la solution. La capacité du sol à conduire le courant électrique est en fonction de la concentration en électrolytes de la solution du sol (Rieu et Chevery, 1976).

La conductivité électrique est exprimée en millisiemens par centimètre (mS/cm), on la détermine sur une solution d'extraction aqueuse (rapport sol /eau est égale à 1/5) à l'aide d'un conductimètre type HANNA Dist. WP4.

La mesure de la conductivité est une méthode qui petit à petit s'est imposée pour la mesure de la salinité du sol (De Jong *et al.*, 1979 ; Williams et Hoey, 1982) ; ce paramètre est estimé à l'aide de l'échelle de salure mentionnée au tableau 15.

Tableau 15 : Echelle de la salure en fonction de la conductivité (Aubert 1978).

Conductivité électrique (mS/cm)	0,6	0,6 – 1,2	1,2 – 2,4	2,4 - 6	6
Appréciation	Non salé	Peu salé	Salé	Très salé	Extrêmement salé

1.3.2.3. Calcaire total (CT)

Le calcaire total se trouve sous deux formes, actif ou inactif.

- Le calcaire actif : c'est la fraction fine argileuse ou limoneuse du carbone facilement solubilisé dans l'eau chargée de CO_2.
- Le calcaire inactif : c'est le carbonate sous forme de grains grossiers ou cristallins peu solubles dans l'eau chargée de CO_2. Il présente une réserve évoluant par érosion vers une forme active.

Selon la méthode du Calcimètre de Bernard, cette grandeur a été mesurée par un dosage qui est fondé sur la réaction caractéristique du carbonate de calcium ($CaCO_3$) en contact de l'acide chlorhydrique (HCl). L'échelle d'interprétation des carbonates (tableau 16) permet de déterminer la quantité du $CaCO_3$ comprise dans un échantillon du sol.

Tableau 16 : Echelle d'interprétation des carbonates (Afnor 1987).

% carbonates	Charge en calcaire
< 1 %	Sol pas calcaire
1 à 5 %	Sol peu calcaire
5 à 25 %	Sol modérément calcaire
25 à 50 %	Sol fortement calcaire
50 à 80 %	Sol très fortement calcaire
> 80 %	Sol excessivement calcaire

1.3.2.4. Calcaire actif (CA)

Le dosage du calcaire actif est réservé uniquement aux échantillons contenant plus de 5 % de calcaire total. Il s'agit de ne doser que la fraction chimiquement active du calcaire du sol. Le dosage repose sur le titrage par oxydoréduction qui utilise le permanganate de potassium ($KMnO_4$) et l'Oxalate d'Ammonium [$(NH_4)_2C_2O_4H_2O$].

1.3.2.5. Matière organique (M.O)

Le carbone de la matière organique est oxydé par bichromate de potassium en présence d'acide sulfurique. En connaissant la quantité de bichromate nécessaire pour cette oxydation, nous pouvons calculer le pourcentage de carbone organique et d'humus dans le sol (le rapport % humus / % Cox= 1,724). Le dosage du carbone organique est effectué à l'aide de la méthode d'Anne, on admet que la matière organique représente deux fois la masse du carbone. Pour l'interprétation des résultats, on se réfère au tableau suivant :

Tableau 17 : échelle de la détermination de la teneur en matière organique**.**

Taux de matière organique (%)	Qualité de la terre
< 1	Très pauvre
1 à 2	Pauvre
2 à 4	Moyenne
> 4	Riche

1.4. Etude de la composition floristique Méthode utilisée

Pour l'inventaire floristique au niveau des relevés retenus, nous avons utilisé la méthode phytosociologique recommandée par Braun-Blanquet (1952) dite aussi stigmatiste ou la méthode de l'aire minimale. Alors, nous avons ciblé toute la zone d'étude en la divisant en carrés de 500 mètres de longueur et 500 mètres de largeur à l'aide de l'outil géo-informatique ArcGIS ; au niveau de chaque carré, nous avons effectué un inventaire floristique en remplissant le formulaire figuré en Annexe 1-1 avec la prise en considération de :

- Choix d'un emplacement aussi typique que possible dans chaque carré pour l'inventaire floristique selon la formation végétale la plus dominante ;
- Notation des conditions écologiques des relevés (la localisation géographique, la pente, l'orientation du terrain, la nature du sol et la date) ;
- Exécution d'une liste complète des espèces présentes ;
- Affectation pour chaque espèce un coefficient d'abondance-dominance, de sociabilité.

1.4.1.1. Abondance-dominance :

Braun-Blanquet (1952) a introduit le coefficient qui associe les concepts d'abondance et de dominance. L'abondance exprime le nombre d'individus qui forment la population de l'espèce présente dans le relevé. La dominance représente le recouvrement de l'ensemble des individus d'une espèce donnée, ce coefficient est estimé visuellement selon une échelle variant de 5 à + :

- **Coefficient 5** : individus recouvrant plus de 3/4 de la surface (>75 %) ;
- **Coefficient 4** : individus recouvrant de 1/2 à 3/4 de la surface (50 -75 %) ;
- **Coefficient 3** : individus recouvrant de 1/4 à 1/2 de la surface (25-50 %) ;
- **Coefficient 2 :** individus nombreux mais recouvrant de 1/20 à 1/4 de la surface (5-25 %) ;
- **Coefficient 1 :** individus très peu nombreux avec un degré de recouvrement faible, moins de 1/20 de la surface (< 5%),
- **Coefficient + :** individus très peu nombreux avec un degré de recouvrement très faible ou insignifiant.

1.4.1.2. La sociabilité

Elle traduit le mode de distribution des individus de la même espèce les uns par rapport aux autres. On appelle une espèce sociable, espèce dont les individus sont groupés. Ce caractère est également évalué grâce une échelle de 5 à 1, établie par Braun Blanquet (1952) ;

- **Coefficient 5 :** plantes formant des peuplements importants recouvrant la plus grande partie de la surface,
- **Coefficient 4 :** plantes formant de grandes colonies,
- **Coefficient 3 :** plantes croissant en petits peuplements serrés ou formants des coussinets denses,
- **Coefficient 2 :** tiges groupées, la plante croit en touffe,
- **Coefficient 1 :** espèces apparaissant par brins isolés, dispersés dans l'air étudié.

Dans la pratique, au niveau du terrain, l'observateur ne sait toujours pas, exactement, jusqu'où s'étend la station ; c'est la raison pour laquelle on utilisera la notion d'aire minimale. Dans notre cas cette aire est de 25 m^2 (5m x 5m), elle représente une surface où les conditions écologiques sont homogènes et, où la végétation est uniforme. Selon Guinochet (1973), c'est une surface qui n'offrant pas d'écart de composition floristique appréciable entre ses différentes parties. Les relevés floristiques ont été effectués en période de printemps, de la fin de mars jusqu'au début de juin. C'est le moment idéal pour la détermination des taxons végétales en vue de présence de tous les éléments de la détermination de la plante.

1.5. Etude de la diversité floristique

L'originalité floristique des différents groupements ainsi que leur état de conservation et de leur valeur patrimoniale est mise en évidence par l'analyse de leur richesse floristique, ainsi que par leur caractère biologique et chorologique (Dahmani, 1997). Les espèces inventoriées ont été réparties selon leurs fréquences d'apparitions (F), leurs familles correspondantes, leurs spectres biologiques, morphologiques et phytogéographiques.

1.5.1. Caractérisation biologique

Selon Gaussen *et al.* (1982), le spectre biologique est le pourcentage des divers types biologiques. Romane (1987) recommande l'utilisation des spectres biologiques en tant qu'indicateurs de la distribution des caractères morphologiques et des caractères physiologiques. Comme toute classification, la caractérisation biologique permet d'établir le spectre biologique du groupement, donc de fournir un élément complémentaire à sa définition.

Les formes de vie des végétaux représentent un outil privilégié pour la description de la physionomie et de la structure de la végétation. Elles sont considérées selon Raunkiaer (1943) comme une expression de la stratégie d'adaptation de la flore et de la végétation aux conditions de milieu.

Chaque espèce a été affectée de son type biologique selon la classification de Raunkiaer (1943). Cette classification est basée sur la morphologie de la plante et la position des bourgeons de rénovation du végétal par rapport au sol. Elle distingue 05 types biologiques :

- **Les phanérophytes (Ph) :** plantes vivaces, principalement arbres, arbustes et végétaux ligneux dont les bourgeons sont situés sur les tiges aériennes dressées à une hauteur de plus de 50 cm au-dessus du sol ;
- **Les chamaephytes (Ch) :** végétaux herbacés vivaces et sous arbrisseaux dont les bourgeons hibernants sont à moins de 25 cm au-dessus du sol ;
- **Les hémicryptophytes (He) :** végétaux herbacés dont les bourgeons sont à la surface du sol. La partie aérienne disparait à la mauvaise saison ;
- **Les géophytes (Ge) ou cryptophytes :** végétaux herbacés à organes vivaces (bulbes, tubercules, ou rhizomes). Les organes sont bien ancrés dans le sol et ne sont pas exposés aux saisons défavorables. Elles sont très communes dans les régions tempérées ;
- **Les thérophytes (Th) :** végétaux herbacés annuels à cycle végétatif complet, de la germination à la graine mure ; et qui passent la mauvaise saison sous forme de akènes. Ces plantes ne substituent plus à la mauvaise saison qu'à l'état de la graine de spores ou autres corps reproducteurs spéciaux.

Dans la zone d'étude, trois strates ont été retenues permettant l'identification des formations végétales : arborescente, arbustive et herbacée.

1.5.2. Caractérisation systématique

La détermination des familles botaniques de chaque espèce a été réalisée à travers la consultation de la nouvelle flore de l'Algérie et des régions désertiques méridionales de Quézel & Santa (1962-1963) ainsi que la grande flore en couleurs de Gaston Bonnier (1990).

1.5.3. Caractérisation morphologique

L'identification des formations végétales a été déterminée selon l'échelle de la stratification ci-dessous, avancée par Benabdelli, (1996) et la consultation de la nouvelle flore de l'Algérie et

des régions désertiques méridionales de Quézel & Santa (1962-1963). Leur détermination repose ainsi sur les travaux d'Ellenberg et Mueller (1968) et de Despois (1967).

- La strate arborescente : hauteur de 4 m et plus
- La strate arbustive : entre 1.50 m et 4 m.
- La strate buissonnante : entre 0.50 m et 1.50 m.
- La strate herbacée : moins de 0.50 m.

1.5.4. Caractérisation biogéographique

La phytogéographie est la discipline qui étudie la répartition des végétaux et les causes de cette dernière. Elle est au carrefour de la biologie végétale et de la géographie. La présence d'une espèce végétale en un endroit donné, dépend des liens qui existent entre elle et les conditions environnementales locales.

Pour Quézel (1983), la diversité biogéographique de l'Afrique est due essentiellement aux modifications climatiques que la région a subit depuis le miocène. Au niveau de la zone d'étude, la détermination des caractéristiques biogéographiques de chaque espèce inventoriée a été réalisée à travers la consultation de la nouvelle flore de l'Algérie et des régions désertiques méridionales de Quézel & Santa (1962-1963).

1.6. Traitement des données

1.6.1. Traitements numériques

Pour le traitement numérique de nos données floristiques, nous avons calculé :

1.6.1.1. La richesse spécifique des stations

Elle correspond au nombre d'espèces présentes par station (Vanpeene Bruhier *et al.,* 1998).

1.6.1.2. La fréquence d'apparition (F)

Exprimée en (%), est le rapport entre le nombre des relevées (ni) Où l'espèce (i) existe sur le nombre total des relevés effectués (N).

$$\mathbf{F}(\%) = (\mathbf{n_i}/\mathbf{N}) \times \mathbf{100}$$

A cet effet, Duriertz (1920) propose cinq classes :

Tableau 18 : Modèle de classification des espèces selon la fréquence spécifique.

Classe	Valeur de la F	Indication
Classe I	0 < F < 20 %	Espèces très rares
Classe II	20 < F < 40 %	Espèces rares
Classe III	40 < F < 60 %	Espèces fréquentes
Classe IV	60 < F < 80 %	Espèces abondantes
Classe V	30 < F < 100 %	Espèces très constantes

La fréquence spécifique a été adoptée dans le but de détecter les espèces rares, fréquentes ou abondantes dans les stations prospectées. En effet, la fréquence d'une espèce, traduit aussi la régularité de la distribution d'une espèce dans une communauté végétale.

1.6.1.3. Indice de diversité de Shannon-Wiener

L'indice de Shannon-Wiener est le plus couramment utilisé pour l'évaluation de la diversité spécifique. Sa formule est la suivante :

$$\mathbf{H' = \Sigma \left(\frac{N_i}{N}\right) \times \log_2 \left(\frac{N_i}{N}\right)}$$ (Grall et Hily, 2003).

Où : **Ni :** nombre d'individus d'une espèce donnée ; i allant de 1 à S (nombre total d'espèces).

N : nombre total d'individus.

H' est exprimé en unités d'information par individu (bit /individu) avec des valeurs comprisses entre 0 et 5 bits (Frontier, 1983 ; Frontier et Pichod-Viale, 1990)

1.6.1.4. Indice d'équitabilité

L'indice de Shannon est souvent accompagné de l'indice d'équitabilité de Piélou (E) qui permet de mesurer la répartition des individus au sein des espèces, indépendamment de la richesse spécifique. Sa valeur varie de 0 (dominance d'une des espèces) à 1 (équipartition des individus dans les espèces).

La mesure de l'équitabilité est réalisée selon le rapport suivant :

$$\mathbf{E = H'/H'_{max}}$$

D'où **H'** : indice de Shannon ;

H' max = log2 S (dont S= nombre total d'espèces).

$$\mathbf{H = H'/\log_2 S}$$

D'où **H':** indice de Shannon (indice de diversité).e**S:** Nombre total d'espèces (la richesse spécifique).

1.6.2. Traitement statistique des données écologiques

L'un des objectifs de l'étude porte également sur l'analyse des groupements végétaux de *Centaurea eriophora*. Ces deniers sont caractérisés par une grande diversité floristique qui est liée principalement aux facteurs écologiques et anthropiques. Le traitement statistique est un outil qui peut nous aider à déterminer quelques facteurs écologiques qui régissent la composition floristique de *C. eriophora.*

Les analyses multivariées sont actuellement des outils incontournables pour étudier les données provenant de nombreuses observations faites sur plusieurs variables. Elles ont pour but de résumer l'information contenue dans les données reflétant au mieux les proximités entre les observations et les variables (Causton, 1988 ; Greenacre & Primicero, 2013).

L'analyse en composantes principales (A.C.P) et l'analyse factorielle des correspondances (A.F.C) sont les techniques les plus utilisées dans les statistiques multivariées. Elles indiquent avant tout le degré de ressemblance (homogénéité) ou de disparité (diversité) de la composition en espèces des différentes stations ou de la même station au cours du temps (Wildi, 2017). Compte tenu des données disponibles, l'analyse statistique pouvant répondre à l'objectif principal de cette étude écologique, à savoir la caractérisation de l'habitat de *Centaurea eriophora* est l'analyse factorielle des correspondances (A.F.C).

Apparue il y a plus d'une vingtaine d'années, l'A.F.C est de nos jours, couramment utilisée en écologie ; son principe offre de nombreuses possibilités qui se sont continuellement développées avec les progrès de l'informatique (Bonin et Tatoni, 1990). L'analyse factorielle des correspondances est utilisée depuis longtemps en phytosociologie et en phytoécologie. Selon Cibois (1983), l'analyse factorielle traite des tableaux de nombres ; elle remplace un tableau difficile à lire, par un autre plus simple tout en ayant une bonne approximation de celui-ci. L'analyse factorielle des correspondances offre également d'autres grandes possibilités. En effet, elle permet de traiter conjointement les variables floristiques et les variables écologiques (Djebaili, 1984).

Afin de pouvoir répondre aux attentes concernant la distribution des espèces végétales en fonction des différents facteurs écologiques et anthropiques, nous développerons la méthodologie utilisée.

1.6.2.1. Analyse floristique et pédologique par l'A.F.C

Pour la réalisation de l'A.F.C, les espèces inventoriées qui sont au nombre de 161 ainsi que les résultats physico-chimiques du sol, en plus de l'altitude et la pente, ont été disposés sur un tableau (sous Excel) en colonnes (variables) et les stations en lignes (individus).

Les espèces recensées sont codées (Annexe 2). Pour ce codage, il a été procédé comme suit :

Exemple : *Centaurea eriophora* L. « **E 36 »**

Le coefficient de sociabilité n'a pas été pris en considération ; celui d'abondance-dominance étant le seul exploitable dans ce type de traitement.

Le tableau 19 constitue la matrice sur laquelle les calculs sont appliqués à l'aide d'un logiciel statistique qu'est le logiciel « Statistica 6 ». Les symboles du coefficient d'abondance-dominance ne peuvent pas être directement exploités. Le « + » n'étant pas une valeur, il a été remplacé par le nombre « 0,5 » (Tableau 19).

Tableau 19 : Codification du coefficient d'abondance-dominance.

Coefficients d'abondance-dominance	Absence	0	1	2	3	4	5
Coefficients utilisés	0	0,5	1	2	3	4	5

L'A.F.C permet grâce à des représentations graphiques, de construire des nuages de points représentant les variables dans un espace à dimensions (nombre d'individus) et réciproquement. Le nuage de « points lignes » ou de « points colonnes » s'étire le long d'une direction privilégiée correspondant à l'axe factoriel. Chaque axe factoriel est caractérisé par une valeur propre traduisant l'inertie du nuage de points le long de l'axe. Le taux d'inertie de l'axe représente quant à lui le pourcentage d'information apporté par l'axe dans l'inertie totale du nuage.

Benzekri (1973) précise qu'il n'y a pas lieu de remettre en doute la validité d'un premier axe ayant plus de 50 % de taux d'inertie. D'une manière générale, les taux d'inertie supérieurs à 10% peuvent se révéler significatifs. Une valeur propre de l'axe supérieure à 0,6 indique une dichotomie nette sur l'axe, alors que des valeurs comprises entre 0,2 et 0,6 traduisent plutôt un gradient le long de l'axe (Aboura, 2006)

1.6.2.2. Classification hiérarchique ascendante (C.H.A)

La classification consiste à regrouper dans un même ensemble des objets qui ont un degré de similarité significatif. A l'instar de la diversité des indices de similarité, il existe plusieurs méthodes de groupement telles que la classification hiérarchique ascendante (C.H.A). C'est une méthode d'agglomération qui met en relief des groupements de relevés ou d'espèces à partir

des résultats de l'analyse factorielle des correspondances. Elle a pour objectif de représenter les ressemblances mutuelles entre les relevés selon un arbre ou dendrogramme, dans lequel les groupes sont aussi mutuellement exclusifs mais hiérarchisés (Blanc, 2000). Dans cette classification, on regroupe les stations les plus proches et ainsi de suite de proche en proche, on parle de classification hiérarchique car chaque classe d'une partition est incluse dans une classe de partition suivante (Bouterfas, 2011). La classification hiérarchique est particulièrement intéressante pour analyser les différences de structure des communautés végétales (Ouici, 2019)

1.7. Confection d'un herbier

1.7.1. Prélèvement et collecte des espèces

La période d'échantillonnage s'étale d'avril à mai de l'année 2016, période durant laquelle la plupart des végétaux sont en fleurs et où le plus grand nombre des thérophytes apparaissent. Pour le prélèvement de spécimens de plantes et pour la confection de l'herbier, il est préférable de la faire par temps sec et ensoleillé car les plantes collectées lorsqu'il n'y a pas d'eau en surface, sècheront plus rapidement et conserveront mieux leurs couleurs, les risques d'apparition de moisissure seront réduits.

Il est essentiel de prélever les plantes entières, c'est-à-dire possédant toutes leurs parties végétatives : racine, tige, feuille, mais il est indispensable de prélever aussi les fleurs et si possible les fruits qui sont deux organes très essentiels pour la détermination. Les plantes sont faciles à presser et produisent de meilleurs spécimens lorsqu'elles sont encore fraîches. Le moyen le plus simple et le plus efficace pour transporter des plantes récoltées consistent à les placer dans des sacs de plastique.

1.7.2. Stockage et séchage

Pour obtenir des échantillons de qualité, le séchage doit commencer le plus rapidement possible après la récolte. Il se fait en posant délicatement chaque plante entre deux feuilles de papier journal sous un poids quelconque. Il est souvent constaté que les plantes perdent leur couleur après le séchage.

Un numéro d'identification qui servira comme code devra apparaître à l'extérieur de chaque chemise de papier journal et ce même numéro, ainsi que les données sur la couleur de la fleur ou l'habitat, devront être consignées dans le registre de collection ou le carnet du terrain.

Pour plus de sécurité, il est conseillé de changer régulièrement le papier journal pour éviter les moisissures. Quand un lot de plantes est épais, il est recommandé de placer quelques planches de carton rigide pour éviter la déformation des plantes.

1.7.3. Identification des espèces

Sur une petite fiche, nous devrons indiquer le code de la plante, la date et le lieu de récolte. Pour l'identification et la nomenclature des espèces, les flores utilisées pour la détermination des taxons sont :

- La nouvelle flore de l'Algérie et des régions désertiques méridionales (Quézel et Santa 1962 ; 1963) ;
- Les adventices des cultures méditerranéennes en Tunisie : leurs plantules, leurs semences (Carême, 1990).

Nous avons retenu la nomenclature utilisée dans la flore de Quézel et Santa (1962 -1963) pour l'ensemble des espèces.

1.7.4. Mise en herbier et archivage

Après leur détermination et leur identification, les plantes sont séchées sous presse avant d'être fixées par la colle sur du papier. Pour obtenir des résultats plus professionnels, nous monterons les spécimens séchés sur une feuille de papier rigide à herbier mesurant environ 30 sur 42 cm. Nous les fixerons en appliquant de petites gouttes allongées de colle blanche sur les tiges et les pétioles. Les structures délicates, particulièrement celles nécessaires à l'identification, ne devraient pas être couvertes de colle.

L'ajout au coin inférieur de la feuille d'une étiquette donnera les informations comme le nom de la plante, le lieu de collecte et son habitat, complète la préparation du spécimen. Mises dans des pochettes plastiques perforées, les planches seront placées dans des classeurs et gardées dans un endroit aéré, à l'abri de l'humidité et de la lumière.

2. Etude de la germination des akènes de *Centaurea eriophora* L.

2.1. 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 Abbés), soumis à une pression anthropozoogène massive et à des contraintes environnementales comme la salinité des sols, le déficit hydrique qui font que ceux-ci deviennent vulnérables dans leur habitat naturel.

L'espèce annuelle *Centaurea eriophora* L. appartenant à la famille des astéracées et du point de vue de son statut patrimonial « assez rare » mentionné dans la flore de Quézel et Santa (1963), a 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 ses akènes par l'étude de l'effet de la température, de la salinité et du stress hydrique au niveau de laboratoire de biodiversité végétale : conservation et valorisation.

2.2. Méthode d'étude

2.2.1. Collection des akènes

Avant la récolte des graines, des sorties de prospection sur le terrain ont été planifiées pour localiser des emplacements abritant un maximum d'individus de l'espèce ciblée et le moment favorable, c'est-à-dire la période où les graines sont mâtures et prêtes à collecter. En effet, nous avons réalisé la collecte du matériel biologique nécessaire pour cette étude dans plusieurs emplacements. Les capitules de *Centaurea eriophora* L. ont été prélevées à l'aide d'un sécateur et mises dans des sachets en papier, étiquetés en mentionnant les coordonnées géographiques et la date de récolte ainsi que le nom de *C. eriophora*, les informations correspondantes sont enregistrées dans le tableau 20. Ensuite, Les akènes 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. Les akènes de *C. eriophora* sont représentées dans la figure 27.

Tableau 20 : Cordonnées géographiques des emplacements de récolte.

L'emplacement	Coordonnées géographiques	Date de récolte
1	35° 15,900' N 0° 45,800' O	3/8/2016
2	35° 16,001' N 0° 46,479' O	4/8/2016
3	35° 16,470' N 0° 46,077' O	5/8/2016

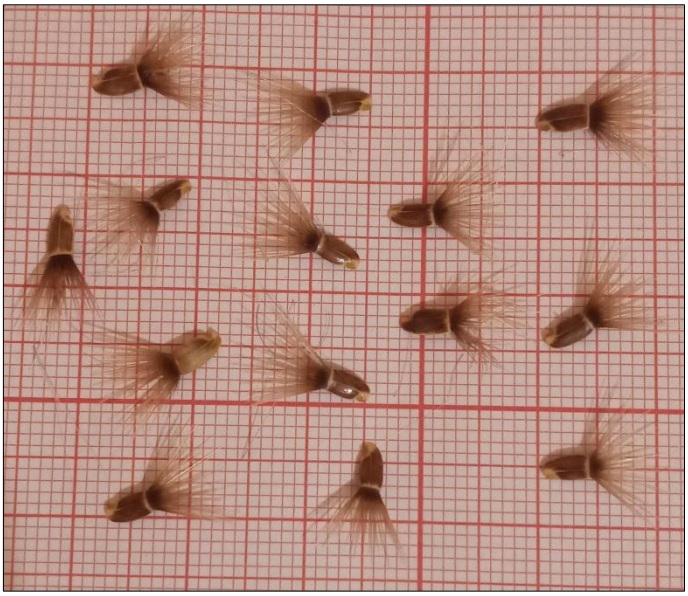


Figure 27 : morphologie des akènes de *Centaurea eriophora* L**.**

2.2.2. Préparation de fiche d'espèce

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

2.2.2.1. Nomenclature de l'espèces

Le référentiel taxonomique utilisé pour la nomenclature est le système APG II. Les espèces sont nommées par leur nom latin.

2.2.2.2. 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.

2.2.2.3. Description des graines

La description des semences a été effectuée sur un tableau récapitulant les caractéristiques morphologiques et dendrométriques ainsi que les types de akènes utilisés. Les mesures dendrométriques (longueur, largeur et épaisseur) ont été déterminées à l'aide d'un pied à coulisse. Sur le tableau indiqué dans la figure 36 est noté également le poids de 100 graines en utilisant une balance électronique de précision.

Par ailleurs, les akènes de *C. eriophora* sur du papier millimétré ont été scannées avec une résolution de 2400 dpi.

2.2.3. Préparation des akènes pour les essais de germination

Pour les essais de germination, nous avons trié seulement les akènes saines et intactes (figure 27). Les akènes percées ou visiblement attaquées par les insectes et les champignons ont été enlevées. Les akènes pleines et mâtures ont été sélectionnées par le test de flottaison pendant 24 heures dans un bécher rempli d'eau distillée. Les akènes qui tombent au fond sont considérées comme mûres, celles qui remontent à la surface sont soit immatures ou mortes et donc écartées.

Les akènes destinés à la germination sont préalablement désinfectés 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 akènes sont répartis en trois lots de 20 akènes. Les akènes sont mis 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.

2.2.4. 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 akènes *Centaurea eriophora*. 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.

2.2.5. 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 de l'espèce étudiée ont été mises à germer sous différentes concentrations salines préparées à base de chlorure de sodium (NaCl) : 0, 2, 4, 6, 8, g/L. correspondant aux concentrations molaires suivantes (0, 34, 68, 102, 136 mM). Ces essais de germination ont été réalisés à la température optimale obtenue pour *C. eriophora*.

2.2.6. Effet du stress hydrique sur la germination

Les akènes de *C. eriophora* ont été exposées à différentes conditions de stress hydrique en utilisant différentes concentrations de polyéthylène glycol (PEG_{6000}) dissous dans de l'eau distillée : 0, 5, 10, 20, 40, 80 et 120 g/l pour obtenir des solutions présentant différents potentiels hydriques : 0, -0.03, -0.08, -0.19, -0.47, -1.2, -2.45 MPa selon la méthode décrite par Michel et Kaufman (1973). De l'eau distillée a été utilisée comme témoin (0 MPa).

Remarque : l'effet du stress salin et du stress hydrique a été étudiée à la température optimale de germination (20°C) des akènes de *C. eriophora* (Bouker *et al*., 2016).

Méthodes d'expression des résultats

La germination des akènes de *Centaurea eriophora* 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 akènes.
- La cinétique de germination estimée en % des taux cumulés des akènes germées.

2.2.7. 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 correspondant à l'intervalle de temps entre le semis des graines et les premières graines germées (Belkhodja, 1996).

2.2.8. 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 :

$$\mathbf{TFG} = \frac{\mathbf{N_i} \times \mathbf{100}}{\mathbf{N_t}}$$

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

2.2.9. 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)

$$\mathbf{TMG} = \sum_{\mathbf{i}} \frac{(\mathbf{N_i x D_i})}{\mathbf{N}}$$

Où **Ni** est le nombre de graines germées au jour ***i***, **Di** 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).

2.2.10. 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 akènes 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).

2.3. Traitements statistiques

Pour le lot témoin ainsi que pour chacun des essais appliqués, les résultats obtenus sur trois répétitions à raison de vingt akènes par boite de Pétri sont statistiquement analysées par le logiciel SPSS pour Windows, version 20. Une analyse de la variance (ANOVA I) 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%.

Chapitre III

Résultats et discussion

1. Résultats

1.1. Etude écologique

1.1.1. Etude pédologique

L'analyse pédologique effectuée concerne exclusivement les échantillons de sol des relevés floristiques qu'abritent *C. eriophora* L. dans le mont de Tessala. En effet, les résultats obtenus par l'étude de ce paramètre nous permettent de mieux comprendre l'autoécologie de cette espèce dans son milieu.

1.1.1.1. Les paramètres physiques

1.1.1.1.1. Composition élémentaire et texture

Les résultats de l'analyse granulométrique des différents échantillons de sol font ressortir les caractéristiques texturales présentées dans le tableau 21 :

Tableau 21 : Caractérisation texturale des échantillons de sol retenus.

Relevés	Sable (%)	Argile (%)	Limon (%)	Texture	Type de sol
R1	14	26	60	Argileuse	Argileux
R4	5	31	64	Argileuse	Argileux
R7	17	29	54	Argileuse	Argileux
R9	72,13	8,35	19,52	Equilibrée	Limoneux-sableux
R10	9,5	12,5	78	Argileuse	Limoneux-argileux
R13	63,72	15,6	20,68	Equilibrée	Limoneux-sableux
R16	14	15,5	70,5	Limoneuse	Limoneux fin
R17	12,5	19,5	68	Limoneuse	Limoneux fin argileux
R19	5	16	79	Limoneuse	Limoneux fin argileux
R21	5	16,5	78,5	Limoneuse	Limoneux fin argileux

L'analyse granulométrique des divers échantillons de sol prélevés des relevés d'échantillonnage montre que :

La teneur en sables est faible dont leurs valeurs varient entre 5% dans R5, R19, R21 et 17% dans R7, tandis que les relevés R9 et R13 présentent des taux élevés de sable avec 72,13% et 63,72% respectivement.

Les teneurs en argiles sont variables dans les échantillons des sols analysés, ils représentent des proportions moins importantes comprises entre 8,35% à R9 et 31% à R4.

Les limons présentent des proportions importantes allant de 54% dans le relevé R7 jusqu'à 79% dans R19.

Après projection des résultats granulométriques sur le triangle des textures, nous avons remarqué que la texture argileuse représentée par les relevés R1, R4, R7et R10 est équitablement abondante avec la texture limoneuse dans les relevés R16, R17, R19 et R21. Les relevés restants sont d'une texture équilibrée. D'après l'analyse granulométrique des sols échantillonnés nous constatons la prédominance du sol limoneux qui comprennent les sols limoneux fins (R16), les sols limoneux-sableux (R9, R10, R13) et les sols limoneux fins argileux (R17, R19, R21). Les sols argileux sont faiblement présents (R1, R4, R7).

1.1.1.1.2. Humidité (H)

Les résultats relatifs à l'humidité des différents échantillons de sol sont résumés dans le tableau 22.

Tableau 22 : Taux d'humidité des échantillons de sol

	R1	R4	R7	R9	R10	R13	R16	R17	R19	R21
HU (%)	2,22	3,86	3,88	3,56	3,34	3,18	2,39	3,42	2,14	2,45

Nous constatons que le taux d'humidité est très faible dans les échantillons de sol de la totalité des relevés qui abritent *C. eriophora*, car ces relevés sont situés au versant sud dont les valeurs sont comprises entre 2,14 % dans R19 et 3,86 dans le relevé R4.

1.1.1.1.3. Les paramètres chimiques

Les mesures correspondantes au potentiel hydrogène (pH), la conductivité électrique (C.E), le taux de matière organique (M.O), les taux de calcaire total (C.T) et de calcaire actif (C.A) des échantillons de sol retenus sont tous regroupées dans le tableau 23.

Tableau 23 : Valeurs des paramètres chimiques mesurés pour les échantillons de sol.

	R1	R4	R7	R9	R10	R13	R16	R17	R19	R21
pH	6,92	7,77	7,75	7,18	6,81	7,42	7,55	6,71	7,6	6,84
C.E (mS/cm)	0,12	0,1	0,11	0,09	0,06	0,06	0,11	0,07	0,11	0,07
M.O (%)	9,64	9	8	6,4	3,1	2,9	6,6	5,9	4,1	6,5
C.T (%)	16,8	23,6	23,1	13,6	3,2	5,74	14,5	4,3	22,4	2,6
C.A (%)	4,43	9,37	9,25	8,78	0	3,21	10	0	13,12	0

pH : potentiel hydrogène ; **C.E :** la conductivité électrique ; **M.O :** matière organique ; **C.T :** calcaire total ; **C.A :** calcaire actif

La projection de ces résultats sur l'échelle d'appréciation de pH montre que quatre relevés (R1, R9, R10 et R21) sont caractérisés par des sols à pH voisin de la neutralité avec 6,92, 7,18, 6.81, et 6,84 respectivement ; cinq relevés (R4, R7, R13, R16 et R19) sont caractérisés par des sols légèrement alcalins avec des valeurs comprises entre 7,42 et 7,77. Alors que le relevé restant (R17) présente un sol très légèrement acide avec un pH égale à 6,71. Concernant la conductivité électrique, ses valeurs varient entre 0,06 et 0,12 ms/cm pour l'ensemble des échantillons de sol. Après projection des résultats sur l'échelle de salure, on constate que les différents sols appartiennent à la catégorie des sols non salés (C.E < 0,6 ms/cm).

D'après le tableau 23, la comparaison des résultats obtenues avec les valeurs indiquées dans l'échelle de la détermination de la teneur en matière organique (tableau 17) montre que les échantillons retenus sont classés dans la catégorie de sols riches en matière organique (% M.O > 4). C'est le cas de R1, R9, R4, R7, R16, R21, R17 et R19 présentent respectivement et dans un ordre décroissant les taux suivants : 9,64 ; 9,4 ; 9 ; 8 ; 6,6 ; 6,5 ; 5,9 et 4,1. Ensuite, vient la catégorie des sols moyennement riches en matière organique (2 >% M.O >4). C'est le cas de R10 et R13 avec des taux de 3,1% et 2,9 % respectivement. La projection des résultats du calcaire total sur l'échelle de l'interprétation des carbonates met en évidence des sols modérément calcaires avec des valeurs comprises entre 5 et 25% dans R13 ; R9, R16, R1, R19, R7 et R4 dont les proportions correspondantes sont comprises entre 5,74% et 23,6%. Les sols peu calcaires (dont % C.T est de 1 à 5%) sont caractéristiques des relevés R21, R10, R17 et représentés par des taux de 2,6%, 3,2% et 4,3% respectivement.

En ce qui concerne le calcaire actif, nous constatons des résultats très hétérogènes variant entre 0 et 13,12%.

1.1.2. Etude de la composition floristique

L'analyse des différents relevés effectués a fait ressortir certaines caractéristiques se rapportant aux espèces inventoriées par station et sur l'ensemble du site exploré à savoir : la diversité systématique (taxonomique), les types biologiques, les types morphologiques et les types biogéographiques. Cette évaluation s'avère intéressante et utile pour avoir un aperçu sur la diversité et l'hétérogénéité des formations végétales présentes dans le site d'étude en général et le cortège floristique de *Centaurea eriophora* L. en particulier.

1.1.2.1. La richesse spécifique

La richesse spécifique possède une définition apparemment simple et claire, il s'agit du nombre d'espèces du relevé. L'inventaire floristique réalisé sur 38 relevés a permis de comptabiliser 161 espèces dans l'ensemble variant d'une station à une autre (41 espèces au relevé R10 et 10 espèces dans le relevé R2) (figure 28).

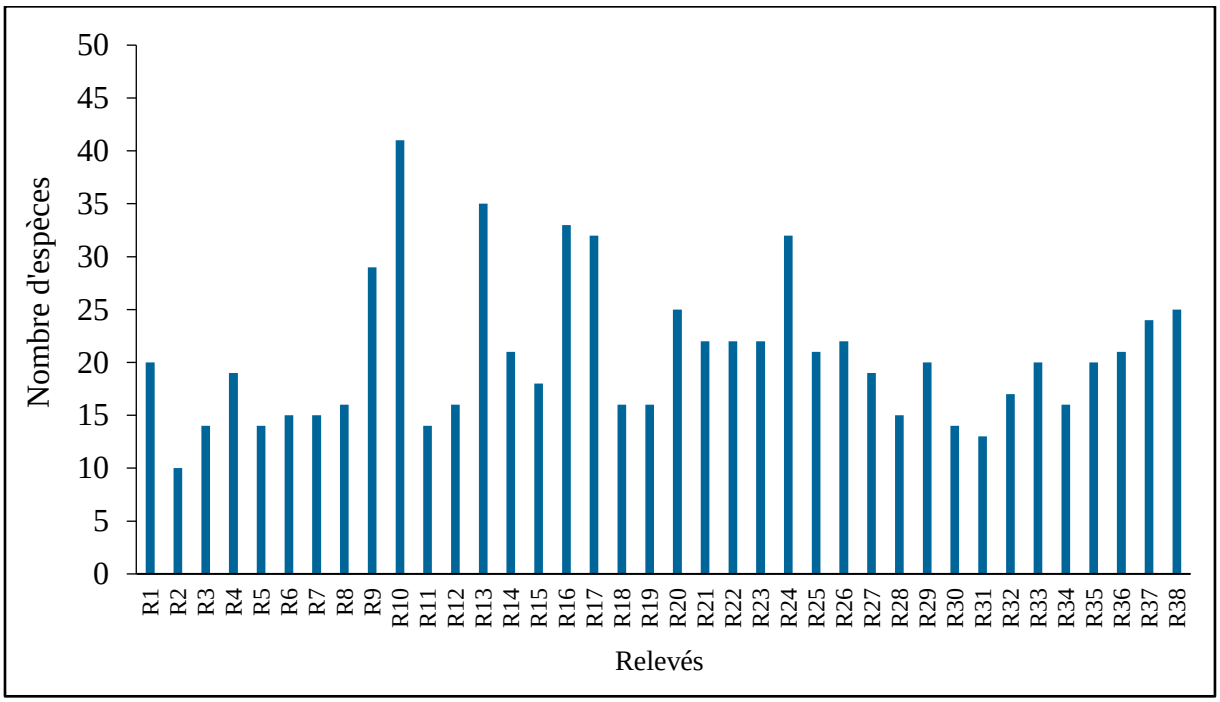


Figure 28 : Richesse floristique des relevés échantillonnés.

1.1.2.2. Composition systématique

Nous avons également étudié la composition des relevés floristiques en tenant compte de l'appartenance des espèces au groupe systématique « famille ». De ce fait, les espèces recensées se rattachent à 41 familles de plantes vasculaires représentées dans le tableau 24 et matérialisées par la figure 29.

Tableau 24 : Classification des espèces recensées selon leurs familles

	Famille	Nombre des espèces	Présence (%)		Famille	Nombre des espèces	Présence (%)
1	*Agavaceae*	1	0,61%	**22**	*Iridaceae*	1	0,61%
2	*Anacardiaceae*	3	1,84%	**23**	*Lamiaceae*	16	9,82%
3	*Apiaceaea*	8	4,91%	**24**	*Liliaceae*	5	3,07%
4	*Araceae*	1	0,61%	**25**	*Linaceae*	2	1,23%
5	*Arecaceae*	1	0,61%	**26**	*Malvaceae*	1	0,61%
6	*Aristolochiaceae*	1	0,61%	**27**	*Myrtaceae*	1	0,61%
7	*Asparagaceae*	6	3,68%	**28**	*Oleaceae*	2	1,23%
8	*Asteraceae*	26	15,95%	**29**	*Orchidaceae*	1	0,61%
9	*Boraginaceae*	3	1,84%	**30**	*Orobonchaceae*	1	0,61%
10	*Brassicaceae*	5	3,07%	**31**	*Pinaceae*	1	0,61%
11	*Campanulaceae*	1	0,61%	**32**	*Plantaginaceae*	5	3,07%
12	*Caprifoliaceae*	5	3,07%	**33**	*Poaceae*	17	10,43%
13	*Caryophylaceae*	2	1,23%	**34**	*Primulaceae*	2	1,23%
14	*Cistaceae*	6	3,68%	**35**	*Ranunculaceae*	1	0,61%
15	*Convolvulaceae*	3	1,84%	**36**	*Resedaceae*	2	1,23%
16	*Crassulaceae*	2	1,23%	**37**	*Rosaceae*	3	1,84%
17	*Euphorbiaceae*	2	1,23%	**38**	*Rubiaceae*	2	1,23%
18	*Fabaceaea*	14	8,59%	**39**	*Rutaceae*	2	1,23%
19	*Fagaceae*	2	1,23%	**40**	*Thymelaeceae*	1	0,61%
20	*Geraniaceae*	3	1,84%	**41**	*Violaceae*	1	0,61%
21	*Illecebreceae*	1	0,61%				

L'étude de distribution des familles botaniques au niveau des relevés a permis de les classer par ordre décroissant selon leur richesse spécifique et leur pourcentage de présence :

- La famille la mieux représentée et la plus abondante est celle des *Asteraceae* avec 26 espèces, soit un taux de présence de 15,95%, suivie par la famille des *Poaceae* avec 17 espèces inventoriées (10.,43%), la famille des *Lamiaceae* qui est présente avec 16 espèces (9,82%) et par la famille des *Fabaceae* avec 14 espèces soit un taux de 8,59%.
- La famille des *Apiaceae* avec 8 espèces et une présence de 4,91%,
- Ensuite viennent les deux familles : *Asparagaceae* et *Cistaceae* avec 6 espèces chacune et une présence de 3,68%,
- Quatre familles à 5 espèces (*Brassicaceae*, *Caprifoliaceae*, *Liliaceae* et *Plantaginaceae*) et une présence de 3,07%,
- Cinq familles représentées par trois espèces et une présence de 1,84% qui sont : *Anacardiaceae*, *Boraginaceae*, *Convolvulaceae*, *Geraniaceae* et *Rosaceae*,

- Dix familles comportent deux espèces sont de dix avec un taux de présence de 1,23% : *Caryophylaceae*, *Crassulaceae*, *Euphorbiaceae*, *Fagaceae*, *Linaceae*, *Oleaceae*, *Primulaceae*, *Resedaceae*, *Rubiaceae*, *Rutaceae* ;
- Les 15 familles restantes sont monospécifiques, représentées par une seule espèce et une faible présence de 0,61% (figure 29).

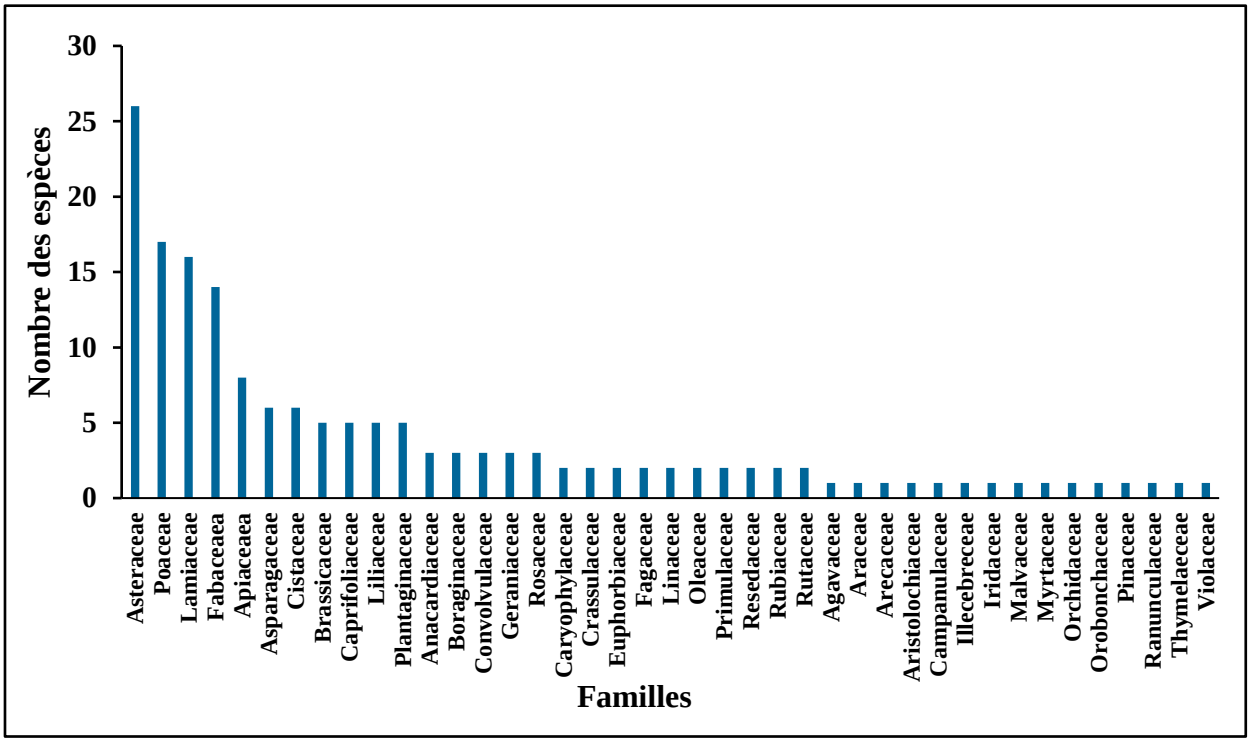


Figure 29 : Répartition des espèces recensées par famille

1.1.2.3. Caractérisation biologique

Le classement des espèces par types biologiques est effectué sur la totalité des espèces inventoriées. Les résultats obtenus sont représentés par la figure 30.

En effet, L'analyse de spectre biologique a fait ressortir cinq (5) types biologiques caractérisés par La prédominance des thérophytes avec 70 espèces et une présence de 43% ; en deuxième ordre les chaméphytes viennent avec 30 espèces, soit une présence de 18% ; ensuite les hémicryptophytes présentés par 27 espèces et une présence de 17% ; les phanérophytes renferment 21 espèces et un taux de 13% ; enfin les géophytes sont les moins représentés avec 14 et un taux de 9%.

Ainsi, la répartition des types biologiques pour les espèces recensées dans les relevés d'échantillonnage suit le schéma suivant : thérophytes > chaméphytes > hémicryptophytes > phanérophytes > géophytes.

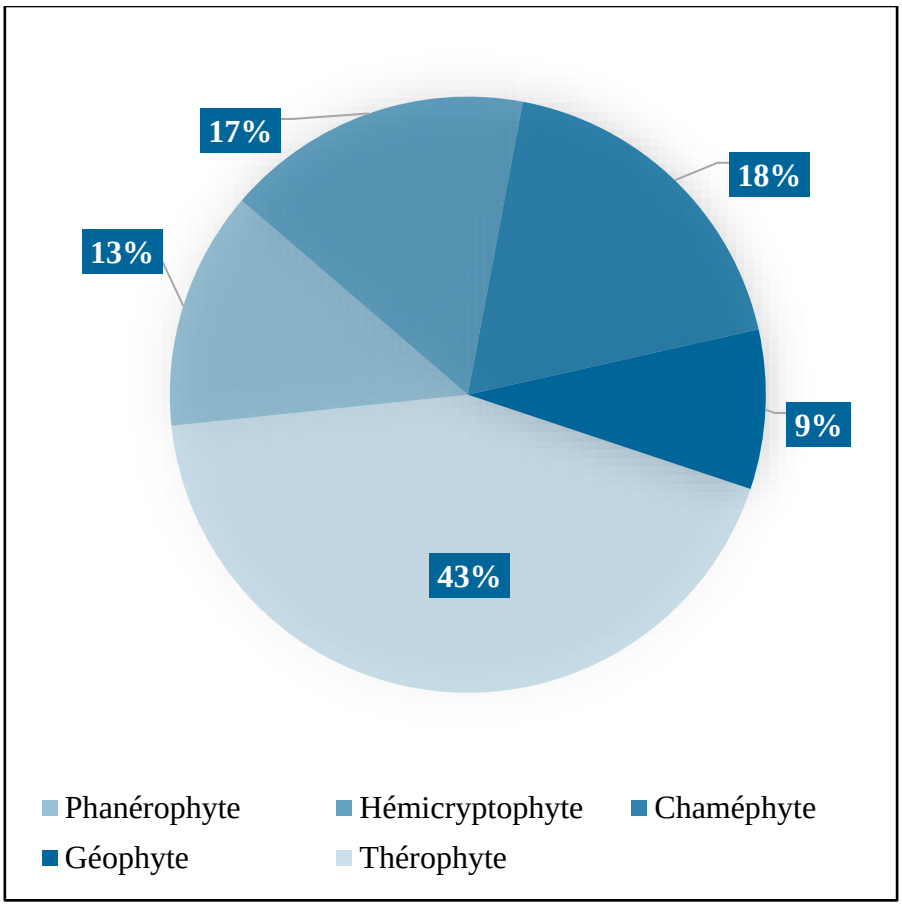


Figure 30 : Spectre biologique des espèces recensées

1.1.2.4. Caractérisation phytogéographique

La biogéographie est définie comme étant l'étude et la compréhension de la répartition des organismes vivants à la lumière des facteurs et processus présents et passés (Hengeveld, 1990).

L'étude phytogéographique constitue un véritable modèle pour interpréter les phénomènes de régression (Olivier *et al.*, 1995). Pour Quézel (1991), une étude phytogéographique constitue une base essentielle à toute tentative de conservation de la biodiversité. Rappelant aussi que Zohary (1974) a été le premier qui a attiré l'attention des phytogéographes sur l'hétérogénéité des origines de la flore méditerranéenne sur différentes espèces par éléments biogéographiques qui restent hétérogènes.

Les principales aires de répartition des espèces rencontrées dans les relevés floristiques ont été déterminées à partir de la flore de Quézel et Santa (1962 ; 1963), de Bonnier (1990) et de la

base de données nommée « *Telabotanica* » (site web 04). Les résultats sont mentionnés dans le tableau 25 et matérialisés par la figure 31.

Tableau 25 : Classement des espèces recensées selon leurs types biogéographiques.

Types biogéographiques	Nombre	Présence en (%)
Méd-Irano-Tour.	3	1,85%
Afr-Trop.	1	0,62%
Circumbor.	2	1,23%
Méd.	59	36,42%
W-Méd.	17	10,49%
End. N-A	5	3,09%
Subcosmop.	2	1,23%
Mérid.	1	0,62%
Macar-Méd.	5	3,09%
Euro-Méd	10	6,17%
Canar-Méd.	1	0,62%
Circumméd.	5	3,09%
Ibéro-Maur.	7	4,32%
Euro.	2	1,23%
Euras.	7	4,32%
Paléo-Subtrop.	3	1,85%
Sub-Méd.	1	0,62%
Cosmop.	3	1,85%
Méd-Atl.	8	4,94%
Méd-As.	1	0,62%
Euras-Méd.	2	1,23%
Euras-Mérid.	4	2,47%
Thermocosm.	1	0,62%
Paléo-Temp.	2	1,23%
S-Méd-Sah.	1	0,62%
Aust-Tasm.	1	0,62%
Euras-Afr-Sept.	1	0,62%
Euro-Mérid.	6	3,70%
Mac-Euras.	1	0,62%

Canar-Med : Canarien-Méditerranéen ; **Cosmop :** Cosmopolite ; **End-NA:** Endémique Nord-Africain ; **Euras:** Eurasiatique ; **Euras-Med:** Eurasiatique-Méditerranéen ; **Iber-Maur :** Ibéro-Mauritanien ; **Macar-Med :** Macaronésien- Méditerranéen ; **Med :** Méditerranéen ; **Med-Atl :** Atlantique Méditerranéen ; **Paleo-Subtrop:** Paléo-Sub-Tropical ; **Paléo-Temp:** Paléotempéré ; **Sub-Med:** Sub-Méditerranéen ; **W-Med:** Ouest-Méditerranéen ; **Méd-Irano-Tour. :** Méditerranéen Irano Tourassique **;** **Afr-Trop. :** Afrique tropicale ; **Circumbor. :** circumboréal ; **Subcosmop. :** Sub-cosmopolite ; **Mérid. :** Méridional ; **Euro-Méd :** Européen Méditerranéen ; **Circumméd**. : Circumméditerranéen ; **Euro**. : Européen ; **Méd-As.** : méditerranéen Asiatique ; **Euras-Mérid**. : Eurasiatique Méridional ; **Thermocosmp** : Thermo-cosmopolite ; **S-Méd-Sah. :** Sud-Méditerranéen Saharien ; **Aust-Tasm. :** Australie-Tasmanie ;

Euras-Afr-Sept. : Eurasiatique, Afrique septentrional ; **Euro-Mérid. :** Européen Méidional ; **Mac-Euras. :** Macaro-Eurasiatique.

L'analyse du spectre biogéographique a fait ressortir les résultats suivants :

- La dominance des espèces de type Méditerranéen : Méd. avec 59 espèces et une présence de 36,42%, W-Méd. avec 16 espèces et une présence de 10,49%, Euro-Méd. avec 10 espèces et une présence de 6,17% et Méd-Atl. avec 8 espèces et un taux de présence de 4,94%.
- Les types biogéographiques Ibéro-Maur. et Euras. renferment 7 espèces chacune avec un taux de présence de 4,32% ; tandis que d'autres types comme les End. N-A et Macar.-Mérid. et Circumméd comptent 5 espèces et une présence de 3,09 %,
- Les types Afr-Trop., Mérid., Canar-Méd., Sub-Méd., Méd-As., Thermocosm., S-Méd-Sah., Aust-Tasm., Euras-Afr-Sept. et Mac-Euras. Sont monospécifiques, soit une présence de 0,62%.

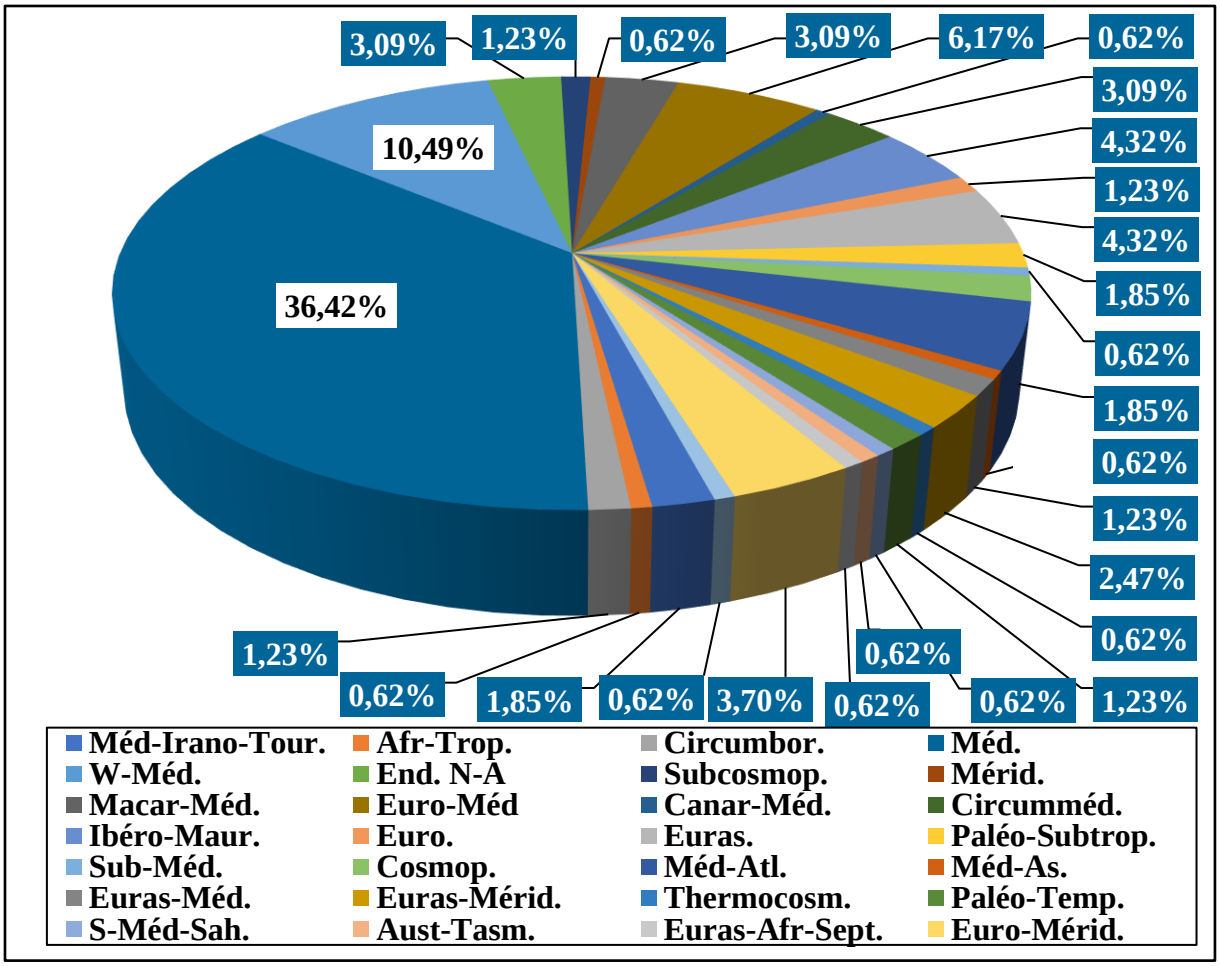


Figure 31 : Représentation graphique des différents types biogéographiques dans les monts de Tessala.

1.1.2.5. Caractérisation morphologique

La catégorisation des espèces végétales selon leur type morphologique a fait ressortir les résultats regroupés dans le tableau 26 et illustrés par la figure 32.

Tableau 26: Classement des espèces inventoriées selon leurs types morphologiques

Types morphologiques	Nombre des espèces	Présence en (%)
Herbacées annuelles (H.A)	69	42,59%
Herbacée vivaces (H.V)	58	35,80%
Ligneuses vivaces (L.V)	30	18,52%
Herbacées bisannuelles (H.B)	5	3,09%

Les formations végétales étudiées sont marquées par leur hétérogénéité entre les ligneuses et les herbacées d'une part et les annuelles d'une autre part. Elles sont réparties comme suit :

- Les herbacées annuelles (H.A) sont les dominantes avec 69 espèces et une présence de 42,59%,
- Les herbacées vivaces (H.V) regroupent 58 espèces et un taux de 35,80% des espèces inventoriées,
- Les ligneuses vivaces (L.V) renferment 30 espèces, soit un taux de 18.52%,
- Les herbacées bisannuelles (H.B) sont en dernier avec 5 espèces dont le taux de leur présence parmi les espèces inventoriées soit 3,09%.

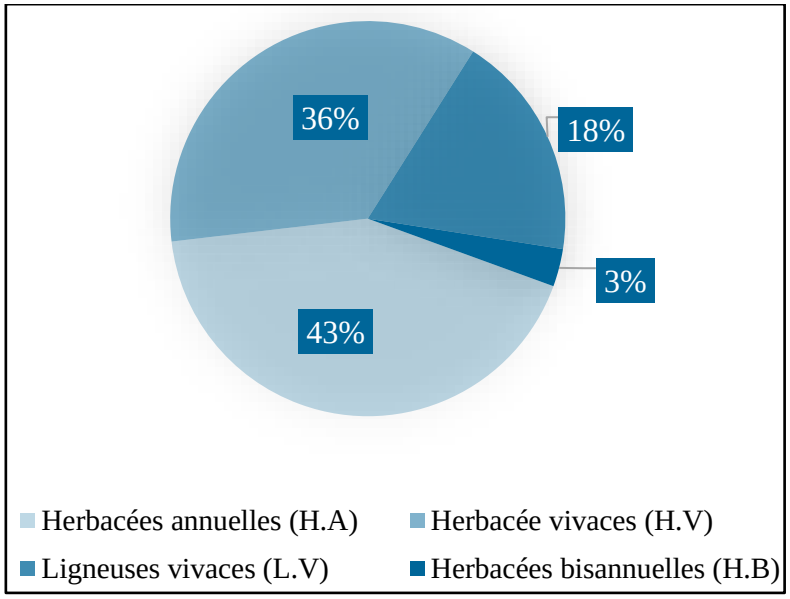


Figure 32 : Répartition des espèces inventoriées selon leurs types morphologiques.

Le tableau 27 regroupe des espèces recensées par ordre alphabétique selon leurs familles correspondantes, leurs types biologiques, morphologiques et biogéographiques.

Tableau 27 : Classification des espèces recensées selon leurs familles, types biologiques, types morphologiques et types biogéographiques.

	Espèces	Famille	TBG	TB	TM
1	*Aegilpos ovata* L.	*Poaceae*	Paléo-Subtrop.	Th	H.A
2	*Aegilpos triuncialis* L.	*Poaceae*	Mèd-Irano-Tour.	Th	H.A
3	*Agave americana* L.	*Agavaceae*	Afr-Trop.	Ph	L.V
4	*Agropyron repens* (L.) P.B.	*Poaceae*	CircumBor.	Gh	H.V
5	*Ajuga iva* (L.) Scherb.	*Lamiaceae*	Méd.	Th	H.A
6	*Ammi visnaga* Lam.	*Apiaceae*	Méd.	Th	H.A
7	*Ampelaudesmos mauritanicus* (Poir.) T. Durand & Schinz	*Poaceae*	W-Méd.	He	H.V
8	*Anacyclus cytrtolepidioides* Pomel	*Asteraceae*	End. N-A.	Th	H.A
9	*Anagallis arvensis* L. *subsp. Caerulea (Schreb.)* Hartm.	*Primulaceae*	Sub-Comsop.	Th	H.V
10	*Anagallis foemina* Miller.	*Primulaceae*	Sub-Comsop.	Th	H.V
11	*Anthericum liliago* L.	*Asparagaceae*	Méd-Atl.	Ch	H.V
12	*Aposeris foetida* (L.) Less.	*Asteraceae*	Mérid.	He	H.V
13	*Arisarum simorrhinum* Durieu.	*Araceae*	Macar-Méd.	Gh	H.A
14	*Aristolochia baetica* L.	*Aristolochiaceae*	Ibéro-Mar.	PH	L.V
15	*Asparagus acutifolius* L.	*Asparagaceae*	Méd.	Gh	H.V
16	*Asparagus horridus* L.	*Asparagaceae*	Macar-Méd.	Gh	L.V
17	*Asperula cynanchica* L.	*Rubiaceae*	Euro-Méd.	Ch	H.V
18	*Asphodelus microcarpus* Salzm. & Viv.	*Liliaceae*	Canar-Méd.	Gh	H.V
19	*Astericus maritimus* (L.) Less.	*Asteraceae*	Méd.	He	H.V
20	*Astragalus tragacantha* L.	*Fabaceae*	W-Méd.	Ch	H.A
21	*Atractylis cancellata* L.	*Asteraceae*	Cirumméd.	Th	H.A
22	*Avena sterlilis* L.	*Poaceae*	Méd.	Th	H.A
23	*Ballota hirsuta* Benth.	*Lamiaceae*	Ibéro-Maur.	Ph	H.V
24	*Ballota nigra* L.	*Lamiaceae*	Euro.	He	H.V
25	*Bellis annua* L.	*Asteraceae*	Circumméd.	Th	H.A
26	*Bombycilaena discolor* (Pers.) Laínz	*Asteraceae*	Euras-N-A-trip.	Th	H.V
27	*Brachypodium distachyon* (L.) P.Beauv.	*Poaceae*	Paléo-subtrop.	Th	H.V
28	*Bromus rubens* (L.)	*Poaceae*	Méd.	Th	H.A
29	*Calendula arvensis* L.	*Asteraceae*	Sub-Mèd.	Th	H.V
30	*Calendula officinalis* L.	*Asteraceae*	Cosmop.	Th	H.A
31	*Calycotome spinosa* Link	*Fabaceae*	W-Méd.	Ph	H.A
32	*Campanula rapanculus L.*	*Campanulaceae*	Euras.	He	H.B
33	*Carthamus lanatus* L.	*Asteraceae*	Euro-Méd.	Th	H.A
34	*Carthamus pinnatus* Desf.	*Asteraceae*	End. N-A	Ch	H.V
35	*Centaurea calcitrapa* L.	*Asteraceae*	Méd. Atl.	He	H.B
36	*Centaurea eriophora* L.	*Asteraceae*	Ibéro-Maur.	Th	H.V

37	*Centaurea melitensis* L.	*Asteraceae*	Cirumméd.	Th	H.V
38	*Centaurea pullata* L.	*Asteraceae*	Méd.	Th	H.A
39	*Centaurea solstitialis* L.	*Asteraceae*	Méd-As.	Th	H.A
40	*Ceratonia siliqua* L.	*Fabaceae*	Méd.	Ph	L.V
41	*Chamaerops humilis* L.	*Arecaceae*	Méd.	Ph	L.V
42	*Cistus parviflorus* Lam.	*Cistaceae*	Euras-Méd.	Ph	L.V
43	*Cistus salvifolius* L.	*Cistaceae*	Euras-Méd.	Ph	L.V
44	*Convolvulus althaeiodes* L.	*Convolvulaceae*	Macar-Méd.	Th	H.A
45	*Convolvulus siculus* L.	*Convolvulaceae*	Cirumméd.	Th	H.A
46	*Crataegus monogyna* Jacq.	*Anacardiaceae*	Euras-Mérid.	Ph	L.V
47	*Cuscuta epithymum* (L.) L.	*Convolvulaceae*	Cosmop.	Th	H.V
48	*Cynodon dactylon* (L.) Pers.	*Poaceae*	Thermocosm.	Ch	H.V
49	*Cynoglossum cheirifolium* L.	*Boraginaceae*	Méd.	He	H.B
50	*Dactylis glomerata* L.	*Poaceae*	Paléo-Temp.	He	H.A
51	*Daphne gniduim* L.	*Thymelaeaceae*	Méd.	Ch	H.A
52	*Daucus carota* L.	*Apiaceae*	Méd.	He	H.V
53	*Dipcadi serotinum* (L.) Medik.	*Asparagaceae*	Méd.	Gh	H.V
54	*Echinaria capitata* (L.) desf.	*Poaceae*	Méd-Atl.	Th	H.A
55	*Echinops spinosus* L.	*Asteraceae*	S-Méd-Sah.	Th	H.A
56	*Echium italicum* L.	*Boraginaceae*	Méd.	He	H.V
57	*Elaeoselinum fontanesii* Boiss.	*Apiaceae*	Ibéro-Maur.	Ch	H.V
58	*Erodium chium* (L.) Willd.	*Geraniaceae*	Méd.	Th	H.A
59	*Erodium malacoides* (L.) L'Hér.	*Geraniaceae*	Méd.	Th	H.V
60	*Erodium moschatum* (L.) L'Hér.	*Geraniaceae*	Méd.	Th	H.A
61	*Eruca vesicaria* subsp *sativa* (Mill.) Thell.	*Brassicaceae*	Méd.	Th	H.A
62	*Eryngium dichotomum* Desf.	*Apiaceae*	W-Méd.	Th	H.A
63	*Eryngium maritimum* L.	*Apiaceae*	Euro-Méd.	Ch	H.V
64	*Eryngium tricuspidatum* L.	*Apiaceae*	W-Méd.	Th	H.A
65	*Eucalyptus globulus* Labill.	*Myrtaceae*	Aust-Tasm.	Ph	L.V
66	*Euphorbia aleppica* L.	*Euphorbiaceae*	Méd.	Th	H.A
67	*Euphorbia falcata* L.	*Euphorbiaceae*	Méd.	Th	H.A
68	*Evax pygmaea* L.	*Asteraceae*	Méd.	Th	H.A
69	*Fumana thymifolia* (L.) Spach. Ex Webb.	*Cistaceae*	Euras-Afr-Sept	Th	H.A
70	*Galium aparine* L.	*Rubiaceae*	Euras-Mérid.	Th	H.A
71	*Gladiolus bysantinus* Mill.	*Iridaceae*	Méd.	Gh	H.V
72	*Helianthemum apenninum var virgatum* (Desf.) Font Quer.	*Cistaceae*	Euro-Mérid.	Ch	L.V
73	*Helianthemum appeninum* (L.) Mill.	*Cistaceae*	Euro-Mérid.	Ch	L.V
74	*Helianthemum marifolium* (L.) Mill.	*Cistaceae*	W-Méd.	Ch	L.V
75	*Hippocrepis ciliata* Willd	*Fabaceae*	Méd.	Th	H.A

76	*Hippocrepis unisiliquosa* L.	*Fabaceae*	Méd.	Th	H.V
77	*Hordeum murinum* L. *subsp. leporinum* (Link) Arcang	*Poaceae*	CircumBor.	Th	H.A
78	*Knautia perpurea* (Vill.) Borbás	*Caprifoliaceae*	Euro-Mérid.	He	H.V
79	*Lagurus ovatus* L.	*Poaceae*	Macar-Méd.	Th	H.A
80	*Lamarckia aurea* L.	*Poaceae*	Méd.	Th	H.A
81	*Linum campnulatum* L.	*Linaceae*	W-Méd.	Ch	H.V
82	*Linum corymbiferum* Desf.	*Linaceae*	End. N-A	Th	H.A
83	*Lobularia maritima* L. Desv.	*Brassicaceae*	Méd.	Ch	H.A
84	*Lomelosia simplex* (Desf.) Raf.	*Caprifoliaceae*	W-Méd.	Th	H.A
85	*Lomelosia stellata* L.	*Caprifoliaceae*	W-Méd.	Th	H.V
86	*Lonicera etrusca* Santi.	*Caprifoliaceae*	Euro-Méd.	Ph	L.V
87	*Lotus corniculatus* L.	*Fabaceae*	Euras-Mérid.	He	H.V
88	*Malva sylvestris* L.	*Malvaceae*	Euro.	He	H.B
89	*Marrubium vulgare* L.	*Lamiaceae*	Cosmop.	He	H.A
90	*Matthiola lunata* DC.	*Brassicaceae*	Euro-Méd.	Th	H.A
91	*Medicago hybrida* (Pourr.) Trautv.	*Fabaceae*	W-Méd.	He	H.V
92	*Medicago polymorpha* L.	*Fabaceae*	Méd.	Th	H.A
93	*Melica celiata* L.	*Poaceae*	Mac-Euras.	Ch	H.V
94	*Minuartia geniculata* (Poir.) Thell.	*Caryophyaceae*	Méd.	Ch	H.V
95	*Muscari comosum* (L.) Mill.	*Liliaceae*	Méd.	Gh	H.V
96	*Muscari neglectum* Guss. Ex Ten.	*Liliaceae*	Euro-Mérid.	Gh	H.V
97	*Olea europaea L.* Var. *oleaster* Hoffm & Link.	*Oleaceae*	Méd.	Ph	L.V
98	*Olea europaea L.* Var. *sativa* Hoffm & Link.	*Oleaceae*	Méd.	Ph	L.V
99	*Ononis spinosa* L.	*Fabaceae*	Euras.	He	L.V
100	*Ononis striata* Gouan. 1773	*Fabaceae*	Euro-Mérid.	Ch	L.V
101	*Onopordum macracanthum* Schousb.	*Asteraceae*	Ibréro- Maur.	Th	H.A
102	*Orchis anthropophora* (L.) All.	*Orchidaceae*	Méd-Atl.	Gh	H.V
103	*Ornithogalum arabicum*(L.) Raf.	*Asparagaceae*	Méd.	Gh	H.V
104	*Ornithogalum umbullatum* L.	*Asparagaceae*	Méd-Atl.	Gh	H.V
105	*Orobanche ramosa* (L.) Pomel.	*Orobanchaceae*	Euro.-Mérid.	Th	H.A
106	*Pallenis spinosa* (L.) Cass.	*Asteraceae*	Euro. Méd.	He	H.B
107	*Pardoglossum cheirifolium* (L.) Barbier & Mathez	*Borginaceae*	Méd.	Ch	H.V
108	*Paronychia argentea* Lam.	*Illecebraceae*	Méd.	Th	H.A
109	*Phagnalon rupestre* (L.) DC.	*Asteraceae*	Circumméd.	Ch	H.V
110	*Phlomis crinita* Cav.	*Lamiaceae*	Ibéro-Maur.	Ch	H.V
111	*Picris cupuligera* (Durieu) Walp.	*Asteraceae*	Méd.	Th	H.A
112	*Pinus halepensis* Mill.	*Pinaceae*	Méd.	Ph	L.V
113	*Piptatherum miliaceum* (L.) Coss	*Poaceae*	Méd-Irano-Tour.	Th	H.A

114	*Pistachia lentiscus* L.	*Anacardiaceae*	Méd.	Ph	L.V
115	*Pistachia terebinthus* L.	*Anacardiaceae*	Méd.	Ph	L.V
116	*Plantago albicans* L.	*Plantaginceae*	Méd.	He	H.A
117	*Plantago bellardii* All.	*Plantaginceae*	Méd.	Th	H.A
118	*Plantago coronopus* L.	*Plantaginceae*	Euras.	Th	H.A
119	*Plantago lanceolata* L.	*Plantaginceae*	Méd.	Th	H.A
120	*Plantgo lagopus* L.	*Plantaginceae*	Méd.	Th	H.A
121	*Poterium sanguisorba* L.	*Rosaceae*	Euras-Mérid.	He	H.V
122	*Prunus dulcis* (Mill.) D.A.Webb	*Rosaceae*	Méd.	Ph	L.V
123	*Quercus coccifera* L.	*Fagaceae*	W-Méd.	Ph	L.V
124	*Quercus ilex* L.	*Fagaceae*	Méd.	Ph	L.V
125	*Ranunculus carinthiacus* Hoppe	*Ranunculaceae*	Macar-Méd.	He	H.A
126	*Reichardia tingitana* (L.) Roth	*Asteraceae*	Ibéro-Maur.	Th	H.A
127	*Reseda alba* L.	*Resedaceae*	Euras.	Th	H.A
128	*Reseda phyteuma* L.	*Resedaceae*	Méd.	Th	H.A
129	*Rhaponticum coniferum* (L.) Greuter	*Asteraceae*	W-Méd.	He	H.V
130	*Rosa canina* L.	*Rosaceae*	Euras.	Ph	L.V
131	*Rosmarinus officinalis* L.	*Lamiaceae*	Méd.	Ch	L.V
132	*Ruta chalepensis* L.	*Rutaceae*	Méd.	Ph	H.V
133	*Ruta montana* (L.) L.	*Rutaceae*	Méd.	He	H.V
134	*Salvia argentea* L.	*Lamiaceae*	Méd.	He	H.A
135	*Salvia verbenaca* L.	*Lamiaceae*	Méd-Atl.	He	H.V
136	*Scilla peruviana* (L.) Septa.	*liliaceae*	W-Méd.	Gh	H.V
137	*Scolymus hispanicus* L.	*Asteraceae*	Euro-Méd.	Th	H.A
138	*Scorpiurus muricatus* L.	*Fabaceae*	Méd.	Th	H.A
139	*Sedum ochroleucum* Chaix.	*Crassulaceae*	Méd.	Ch	H.V
140	*Sideritis incana* L.	*Lamiaceae*	Méd.	Th	H.A
141	*Silene colorata* Poir.	*Caryophyaceae*	Méd.	Th	H.A
142	*Silybum marianum* (L.) Gaertn.	*Asteraceae*	Méd.	He	H.A
143	*Sinapis alba* L.	*Brassicaceae*	Paléo-Temp.	Th	H.A
144	*Sinapis arvensis* L.	*Brassicaceae*	Paléo-Sub-Trop.	Th	H.A
145	*Stachys ocymastrum* (L.) Briq.	*Lamiaceae*	W-Méd.	Th	H.V
146	*Stipa tenassicima* L.	*Poaceae*	Ibéro-Maur.	He	L.V
147	*Teucrium capitatum* L.	*Lamiaceae*	W-Méd.	Ch	L.V
148	*Teucrium polium* L.	*Lamiaceae*	Euro-Méd.	Ch	L.V
149	*Teucrium pseudochamaepitys* L.	*Lamiaceae*	W-Méd.	Ch	H.V
150	*Thymus algeriensis* Boiss. & Reut.	*Lamiaceae*	End. N-A	Ch	H.V
151	*Thymus ciliatus* Desf.	*Lamiaceae*	End. N-A	Ch	H.V
152	*Thymus vulgaris* L.	*Lamiaceae*	Euro-Méd.	Ch	L.V
153	*Torilis nodosa* (L.) Gaertn.	*Apiaceae*	Euras.	Th	H.A
154	*Trifolium angustifolium* L.	*Fabaceae*	Méd.	Th	H.A

155	*Trifolium stellatum* L.	*Fabaceae*	Méd.	Th	H.A
156	*Trifolium tomentosum* L.	*Fabaceae*	Méd.	Th	H.A
157	*Umbilicus rupestris* (Salisb.) Dandy	*Crassulaceae*	Méd-Atl.	Ch	H.V
158	*Urginea maritima* (L.) Speta.	*Liliaceae*	Méd.	Gh	H.V
159	*Urospermum delechampii (*L.) Scop. ex F.W.Schmidt	*Asteraceae*	Méd.	He	H.V
160	*Valerianella discoidea* (L.) Loisel.	*Caprifoliaceae*	Méd-Atl.	Th	H.A
161	*Viola arborescens* L.	*Violaceae*	W-Méd.	Ch	L.V

TB : types biologiques ; **TM :** types morphologiques ; **TGB :** types biogéographiques ; **Ph :** phanérophyte ; **Ge :** géophyte ; **Th :** thérophyte ; **Ch :** chamaephyte ; **He :** hémicryptophyte ; **L.V :** ligneuse vivace ; **H.A :** herbacée annuelle ; **H.V :** herbacée vivace.

Les résultats des relevés floristiques confectionnée (38 relevés) sont regroupés dans le tableau 28.

Tableau 28 : Tableau global des relevés floristiques.

Espèces \ Relevés	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24	25	26	27	28	29	30	31	32	33	34	35	36	37	38	IP (%)
***Aegilpos ovata* L.**	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+.+	-	-	2.1	2.2	+.+	2.2	1.2	2.2	-	-	+.+	-	-	2.1	3.3	-	1.2	-	-	-	1.1	1.1	-	-	2.2	36,8
***Aegilpos triuncialis* L.**	-	-	-	-	-	-	-	-	+.+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	2.2	2.2	-	-	-	-	-	10,53
***Agave americana* L.**	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+.+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	2,63
***Agropyron repens* (L.) Beauv.**	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1.1	-	-	-	-	-	-	-	2.2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	5,26
***Ajuga iva* (L.) Schreb.**	-	-	-	-	+.+	+.+	+.+	-	-	-	1.1	-	-	+.+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+.+	-	-	15,79
***Ammi visnaga* L. (Lam)**	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1.1	1.1	-	-	-	+.+	-	2.2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+.+	-	-	-	+.+	-	15,79
***Ampelodesmos mauritanicus* (Poir.) T.Durand & Schinz**	-	-	-	-	-	-	-	-	+.+	-	-	-	+.+	-	-	-	-	-	-	-	+.+	-	-	+.+	-	-	-	2.1	1.1	-	-	-	-	1.1	-	-	1.1	-	21,05
Anacyclus cytrtolepidioides	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	3.2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	2,63
Anagallis arvensis* L. *subsp. Caerulea	-	-	-	-	-	-	-	-	1.1	+.+	1.1	+.+	1.1	+.+	+.+	+.+	1.1	+.+	-	-	-	-	+.+	1.1	+.+	+.+	-	+.+	+.+	-	-	-	-	-	-	-	-	2.2	44,74
***Lysimachia foemina* (Mill.) U.Manns & Anderb.**	2.2	+.+	1.1	-	+.+	+.+	+.+	+.+	-	-	-	-	-	-	-	-	1.1	-	-	+.+	-	-	-	-	-	-	-	1.1	1.1	-	-	-	-	-	-	-	-	1.1	31,58
***Anthericum liliago* L.**	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+.+	2,63
***Aposeris foetida* (L.) Less.**	+.+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	2,63
***Arisarum simorrhinum* Durieu**	-	-	-	-	-	-	-	-	+.+	1.1	-	-	3.3	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+.+	-	-	-	+.+	-	-	+.+	-	-	-	-	-	-	-	-	15,79
***Aristolochia baetica* L.**	-	-	-	-	-	-	-	+.+	2.2	+.+	-	-	2.1	-	-	-	-	-	-	-	+.+	-	-	+.+	-	-	+.+	-	+.+	1.1	-	-	-	-	-	+.+	-	-	26,32
***Asparagus acutifolius* L.**	3.2	-	+.+	-	-	-	-	-	2.1	1.1	-	-	+.+	-	+.+	1.1	-	2.2	-	-	-	-	+.+	+.+	-	+.+	-	-	+.+	+.+	1.1	-	-	+.+	2.2	1.1	+.+	+.+	50,00
***Asparagus horridus* L.**	+.+	-	-	+.+	-	+.+	-	+.+	-	-	-	-	-	-	+.+	1.1	-	-	-	-	-	-	+.+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+.+	-	+.+	-	-	23,68
***Asperula cynanchica* L.**	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+.+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	2,63
***Asphodelus microcarpus* Salzm. & Viv.**	2.2		1.1	+.+					1.1	1.1				3.3	2.2	2.2	1.1	+.+		+.+			+.+				2.1						+.+	+.+				+.+	42,11
***Astericus maritimus* (L.) Less.**						1.1		2.1		3.2			+.+									1.1										+.+	2.2	1.1		+.+	+.+		26,32
***Astragalus tragacantha* L.**	1.1																																						2,63
***Atractylis cancellata* L.**																					2.2														+.+				5,26
***Avena sterlilis* L.**																																+.+				+.+			5,26
***Ballota hirsuta* Benth.**					2.2						+.+		2.2										+.+									+.+	+.+	1.1					18,42
***Ballota nigra* L.**																																				2.2			2,63
***Bellis annua* L.**	1.1			+.+				+.+	+.+	2.2			+.+			+.+	+.+	+.+				+.+				+.+			+.+		+.+		+.+	+.+					39,47
***Bombycilaena discolor* (Pers.) Laínz**																+.+	1.1																							5,26
***Brachypodium distachyon* (L.) P.Beauv.**										+.+						2.2	1.1	2.1	+.+	2.2					+.+	1.1														21,05

***Bromus rubens* (L.)**							3.3			2.2	2.2	+.+	2.1	2.2		1.1	1.1		1.1	3.3			2.2	+.+	2.2	1.1	+.+				+.+	2.2			1.1		2.2		50,00
***Calendula arvensis* L.**				+.+							+.+				+.+																							7,89
***Calendula officinalis* L.**					+.+																																	2,63
Calycotome spinosa Link	3.3			2.2	+.+	2.2		2.1	3.3	2.2	+.+		3.3		3.3	2.2	3.2	2.2			2.2	3.3	2.2	2.1	1.1	3.2	2.2	2.2	2.1	1.1	1.1		2.2	2.2	2.2	2.2	2.2	3.2	78,95
Campanula rapanculus L.																					+.+																	2,63
***Carthamus lanatus* L.**													+.+	1.1							+.+												+.+					10,53
***Carthamus pinnatus* Desf.**											+.+																											2,63
***Centaurea calcitrapa* L.**																			1.1					+.+														5,26
***Centaurea eriophora* L.**	1.+			+.+			1.1		+.+	2.2			2.1			+.+	+.+		2.2		+.+																	26,31
***Centaurea melitensis* L.**																					+.+																	2,63
***Centaurea pullata* L.**												2.2	2.1											1.1		+.+											+.+	13,16
***Centaurea solstitialis* L.**							+.+																														2.2	7,89
***Ceratonia siliqua*L.**																																						2,63
***Chamaerops humilis* L.**	+.+		2.2	2.2		2.2		1.1	2.1	2.2			2.1		3.3		+.+	1.1			1.2	1.1		1.1		+.+	2.2		2.1	+.+	+.+	+.+	1.1	2.2	2.2	2.2	+.+		65,79
***Cistus parviflorus* Lam.**																																					+.+	2,63
***Cistus salvifolius* L.**																	+.+	+.+									+.+											7,89
***Convolvulus althaeiodes* L.**	+.+								2.2	+.+		1.1	2.1			1.1	2.2	+.+			+.+		1.1			+.+		+.+				1.1		+.+			1.1		39,47
***Convolvulus siculus* L.**										+.+														+.+						2.2				2.1					10,53
***Crataegus monogyna* Jacq.**																													+.+										2,63
***Cuscuta epithymum* (L.) L.**																				+.+																			2,63
***Cynodon dactylon* (L.) Pers.**																				2.2																			2,63
***Cynoglossum cheirifolium* L.**					+.+		+.+																															7,89
***Dactylis glomerata* L.**										+.+											+.+																		5,26
***Daphne gniduim* L.**	1.1		+.+					+.+		+.+						+.+	+.+			+.+		+.+	+.+	+.+					+.+									31,58
***Daucus carota* L.**																	2.1			+.+				1.1	+.+	+.+		1.1										15,79
***Dipcadi serotinum* (L.) Medik.**				+.+	+.+	+.+		+.+		1.1						+.+						+.+																18,42
***Echinaria capitata* (L.) desf.**																+.+																						2,63
***Echinops spinosus* L.**																				1.1																			5,26
Echium italicum																			+.+																			2,63
***Elaeoselinum fontanesii* Boiss.**																					+.+																	2,63
***Erodium chium* (L.) Willd.**																			+.+																			2,63
***Erodium malacoides* (L.) L'Hér.**	1.1																																					2,63
***Erodium moschatum* (L.) L'Hér.**			2.2	+.+	+.+		2.2						1.1		+.+									+.+	+.+													21,05

***Eruca vesicaria* subsp *sativa* (Mill.) Thell.**				+.+					2.2	1.2			1.1	2.1	2.2	1.1		+.+			+.+	+.+	1.1			1.1			1.1	1.1		+.+				+.+		1.1	44,74
***Eryngium dichotomum* Desf.**																					+.+				+.+						+.+							7,89
***Eryngium maritimum* L.**			1.1		+.+		+.+				+.+			+.+					+.+	2.2						+.+		1.1				1.1						26,32
***Eryngium tricuspidatum* L.**												+.+	1.1											3.3										+.+			+.+	13,16
***Eucalyptus globulus*Labill.**																																		2.1				2,63
***Euphorbia aleppica* L.**																					+.+																	2,63
***Euphorbia falcata*L.**																	+.+	1.1						+.+														7,89
***Evax pygmaea* L.**																								+.+		2.2	+.+										+.+	10,53
***Fumana thymifolia* (L.) Spach. Ex Webb.**								+.+		1.1		2.2										1.1	+.+															13,16
***Galium aparine* L.**													+.+																									2,63
***Gladiolus bysantinus* Mill.**								2.2					+.+																									5,26
Helianthemum apenninum var virgatum																	1.1																					2,63
***Helianthemum appeninum* (L.) Mill.**										1.1												1.1																5,26
***Helianthemum marifolium*(L.) Mill.**																						+.+																2,63
***Hippocrepis ciliata* Willd**																+.+																						2,63
***Hippocrepis unisiliquosa* L.**																				+.+																		2,63
***Hordeum murinum* L. subsp. leporinum (Link) Arcang**							+.+			1.1	2.2	+.+	1.1	2.1					1.1	3.3	3.2			1.1	2.2				1.1	+.+		2.2				1.1		2.2	42,11
***Knautia perpurea* (Vill.) Borbás**																								+.+													+.+	5,2
***Lagurus ovatus* L.**										+.+						+.+				+.+																		7,89
***Lamarckia aurea* L.**														1.1										2.2													+.+	7,89
Linum campnulatum L.																					+.+																	2,63
***Linum corymbiferum* Desf.**																				1.1																		2,63
Lobularia maritima L. Desv.				+.+	2.2		2.2	+.+	1.1	+.+			2.1	+.+			+.+					1.2		1.1	1.1		1.1					+.+			+.+			39,47
***Lomelosia simplex* (Desf.) Raf.**																					+.+																	2,63
***Lomelosia stellata* L.**																1.1																+.+						5,26
***Lonicera etrusca* Santi.**																								+.+	+.+												+.+	7,89
***Lotus corniculatus* L.**	1.1	1.1										+.+	+.+																		1.1							13,16
***Malva sylvestris* L.**														2.1																								2,63
***Marrubium vulgare* L.**	2.1				2.2								+.+															+.+	+.+				+.+					15,79
***Matthiola lunata* DC.**																+.+																						2,63

***Medicago hybrida* (Pourr.) Trautv.**																					1.1																2,63
***Medicago polymorpha* L.**																+.+																					2,63
***Melica celiata* L.**																				2.1																	2,63
***Minuartia geniculata* (Poir.) Thell.**											2.2																										2,63
***Muscari comosum* (L.) Mill.**		1.+		+.+											+.+																						7,89
***Muscari neglectum* Guss. Ex Ten.**						+.+																															2,63
***Olea europaea L.* Var. *oleaster* Hoffm & Link.**	1.1	+.+		+.+		+.+			+.+				+.+					+.+			+.+	+.+		+.+	+.+	+.+	+.+					+.+	+.+		1.1			42,11
***Olea europaea L.* Var. *sativa* Hoffm & Link.**									+.+			3.2														+.+	+.+	+.+							+.+	1.1			21,05
***Ononis spinosa* L.**																				1.1																	2,63
***Ononis striata Gouan.* 1773**												2.2																									2,63
***Onopordum macracanthum* Schousb.**																			+.+																		2,63
***Orchis anthropophora* (L.) All.**			2.2																																		2,63
***Ornithogalum arabicum*(L.) Raf.**																							+.+														2,63
***Ornithogalum umbullatum* L.**			+.+																																		2,63
***Orobanche ramosa* (L.) Pomel.**																			+.+					+.+													2,63
***Pallenis spinosa* (L.) Cass.**													+.+			2.2	+.+					1.1				1.1										+.+	15,79
***Pardoglossum cheirifolium* (L.) Barbier & Mathez**																				+.+																	2,63
***Paronychia argentea* Lam.**		+.+	+.+	+.+			2.1		+.+	2.2	+.+			2.2	1.1				2.3	+.+	+.+				1.1	+.+								+.+		+.+		42,11
***Phagnalon rupestre* (L.) DC.**						1.1		1.1	+.+	2.1	+.+	+.+		1.1		+.+						+.+	3.2			+.+	1.1	+.+				1.1			+.+	+.+	+.+		44,74
***Phlomis crinita* Cav.**														+.+																								5,26
***Picris cupuligera* (Durieu) Walp.**										+.+					+.+																							5,26
***Pinus halepensis* Mill.**																	+.+	2.2																	2.1	+.+		10,53
***Piptatherum miliaceum* (L.) Coss**																				+.+																	2,63
***Pistachia lentiscus* L.**																								+.+													2,63
***Pistachia terebinthus* L.**									+.+								+.+						+.+	+.+	+.+				+.+			1.1				+.+		21,05
***Plantago albicans* L.**				2.2		2.2		+.+	2.2	1.2				1.1	1.1	1.+	1.1	1.2				2.2	+.+										+.+	1.1	1.1				39,47

***Plantago bellardii* All.**																+.+								+.+	1.1												7,89
***Plantago coronopus* L.**													+.+															+.+								2.2	7,89
***Plantago lanceolata* L.**	3.3														1.1					3.3								3.3									10,53
***Plantgo lagopus* L.**		3.2	2.2	1.1	2.2		+.+			+.+	+.+		2.1	2.2		+.+	1.1	2.1	2.3	2.2	1.1	+.+	2.2	1			+.+	1.1	1.1	1.1		2.2		1.2	1.1	+.+		2.2	71,05
***Poterium sanguisorba* L.**										+.+		+.+			+.+																						7,89
***Prunus dulcis* (Mill.) D.A.Webb**										+.+																												2,63
***Quercus coccifera* L.**									3.2												22				1.1				+.+	2.2	+.+					2.2		18,42
***Quercus ilex* L.**									+.+							+.+	1.1				+.+			2.1	1.1	1.1	1.1		1.1		2.2		1.1				2.2	3.2	34,21
***Ranunculus carinthiacus* Hoppe**	2.1																																				2,63
***Reichardia tingitana* (L.) Roth**																	1.1																				+.+	5,26
***Reseda alba* L.**	+.+	1.1							+.+							+.+							+.+						+.+									15,79
***Reseda phyteuma* L.**										+.+																												2,63
***Rhaponticum coniferum* (L.) Greuter**									+.+				1.+																								5,26
***Rosa canina* L.**																													2;1								2,63
***Rosmarinus officinalis* L.**																																					2,63
***Ruta chalepensis* L.**											2.2																						+.+				5,26
***Ruta montana* (L.) L.**				+.+	2.2	+.+				+.+			+.+		1.1	3.2						2.2				+.+									+.+		26,32
***Salvia argentea* L.**		+.+																														+.+						5,26
***Salvia verbenaca* L.**									+.+																							+.+			2.1			7,89
***Scilla peruviana* (L.) Septa.**													1.1	+.+								+.+		+.+									+.+		+.+		15,79
***Scolymus hispanicus* L.**		2.1					3.3						+.+						1.1	1.1											2.2	1.1					1.1	21,05
***Scorpiurus muricatus* L.**																					1.1			+.+			+.+								+.+		10,53
***Sedum ochroleucum* Chaix.**									+.+																		+.+										5,26
***Sideritis incana* L.**																	+.+																			+.+		5,26
***Silene colorata* Poir.**												+.+	2.1																									5,26
***Silybum marianum* (L.) Gaertn.**																																					+.+	2,63
***Sinapis alba* L.**	1.1		1.1				+.+			+.+			+.+									+.+			1.1							2.2						21,05
***Sinapis arvensis* L.**		2.2	1.1	+.+										1.1						2.2	+.+															+.+		18,42
***Stachys ocymastrum* (L.) Briq.**	2.2									1.1																												5,26
***Stipa tenassicima* L.**						1.1		3.2	+.+							1.1						+.+				+.+						1.1	+.+			1.1		23,68
***Teucrium capitatum* L.**										1.1																												2,63
***Teucrium polium* L.**									1.1	1.1		+.+				1.1						1.1	2.1										+.+			1.1		21,05

***Teucrium pseudochamaepitys* L.**										+.+						+.+	1.1																					7,89
***Thymus algeriensis* Boiss. & Reut.**																															+.+		1.1	1.1	+.+	+.+	1.2		15,79
***Thymus ciliatus* Desf.**																2.2	+.+																						5,26
***Thymus vulgaris* L.**						2.2				+.+														1.1															7,89
***Torilis nodosa* (L.) Gaertn.**														+.+																									2,63
***Trifolium angustifolium* L.**																				+.+												1.1							5,26
***Trifolium stellatum* L.**							+.+								+.+					+.+	+.+			+.+				2.2	1.1	+.+							+.+		23,68
***Trifolium tomentosum* L.**																			+.+				+.+	+.+	+.+				+.+										13,16
***Umbilicus rupestris* (Salisb.) Dandy**																					+.+																		2,63
***Urginea maritima* (L.) Speta.**	2.1		2.2	3.2		1.1		1.1	1.+	3.2		+.+	1.1	2.2	1.2					+.+	+.+	+.+	+.+				+.+												52,63
***Urospermum delechampii* (L.) Scop. ex F.W.Schmidt**																	1.1																					+.+	5,26
***Valerianella discoidea* (L.) Loisel.**										+.+																													2,63
***Viola arborescens* L.**										+.+																													2,63

1.1.2.6. Traitement des données floristiques

1.1.2.6.1. Fréquence d'apparition spécifique

Le calcul de la fréquence d'apparition des différentes espèces échantillonnées présentes dans le tableau global des relevés floristiques (tableau 28) a permis de mettre en évidence des résultats mentionnés dans le tableau 29 et représentés par la figure 33.

Tableau 29 Distribution des espèces recensées selon leurs classes respectives

Classes	Nombre des espèces	Présence en (%)
Classe I	125	77.16%
Classe II	24	14,81%
Classe III	10	6,17%
Classe VI	3	1,85%
Classe V	0	0,00%

L'évaluation de la fréquence d'apparition des espèces inventoriées sur l'ensemble des relevés floristiques a fait ressortir la présence des espèces très rares (classe I) avec 77,16% de présence, espèces rares (classe II) (14,81% de présence), fréquentes (classe III) (6,17% d'apparition), abondantes (classe VI) (1,85%), mais là, nous avons remarqué l'absence des espèces constantes de la classe V (Figure 33).

Nous avons constaté que *C. eriophora* semble être « rare » d'après l'évaluation de la fréquence d'apparition calculée selon les données cumulées dans les tableaux 28 et 29 et la figure 33. En effet *Centaurea eriophora* L. n'était présente que dans les relevés : R1, R4, R6, R7, R10, R13, R16, R17, R19 et R21.

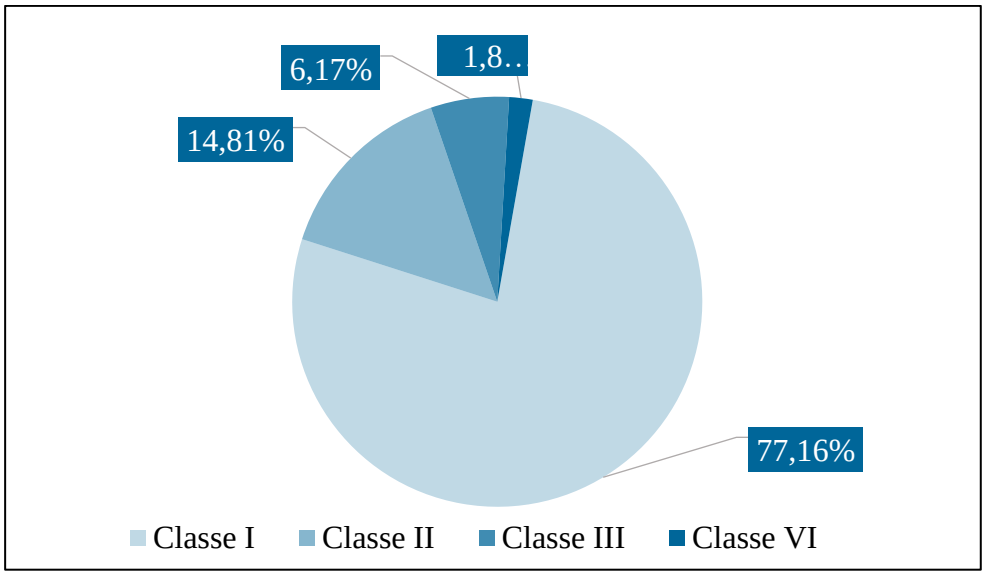


Figure 33 : Distribution des espèces inventoriées selon leur fréquence d'apparition.

Le tableau 30 représente les espèces qui appartiennent à chaque classe dans le cadre de l'étude de leur fréquence d'apparition spécifique.

Tableau 30 : Classement des espèces recensées selon leurs fréquence d'apparition

Classes	Espèces	%
Classe I **Très Rares** **0 < F< 20 %**	*Aegilpos triuncialis* L., *Agave americana* L., *Agropyron repens* (L.) P.B., *Ajuga iva* (L.) scherb, *Ammi visnaga* Lam., *Anacyclus cytrtolepidioides* POMEL, *Anthericum Liliago* L., *Aposeris foetida* (L.) Less., *Arisarum simorrhinum* Durieu., *Asperula cynanchica* L., *Astragalus tragacantha* L., *Atractylis cancellata* L., *Avena sterlilis* L., *Ballota hirsuta* Benth., *Ballota nigra* L., *Bombycilaena discolor* (Pers.) Laínz, *Calendula arvensis* L., *Calendula officinalis* L., *Campanula rapanculus* L., *Carthamus lanatus* L., *Carthamus pinnatus* Desf. , *Centaurea calcitrapa* L., *Centaurea melitensis* L., *Centaurea pullata* L., *Centaurea solstitialis* L., *Ceratonia siliqua* L., *Cistus parviflorus* Lam., *Cistus salvifolius* L., *Convolvulus siculus* L., *Crataegus monogyna* Jacq., *Cuscuta epithymum* (L.) L., *Cynodon dactylon* (L.) Pers., *Cynoglossum cheirifolium* L., *Daucus carota* L., *Dipcadi serotinum* (L.) Medik., *Echinaria capitata* (L.) desf., *Echinops spinosus* L., *Echium italicum* L., *Elaeoselinum fontanesii* Boiss., *Erodium chium* (L.) Willd., *Erodium malacoides* (L.) L'Hér., *Eryngium dichotomum* Desf., *Eryngium tricuspidatum* L., *Eucalyptus globulus* Labill., *Euphorbia aleppica* L., *Euphorbia falcata* L., *Evax pygmaea* L., *Fumana thymifolia* (L.) Spach. Ex Webb., *Galium aparine* L., *Gladiolus bysantinus* Mill., *Helianthemum apenninum* var virgatum, *Helianthemum appeninum* (L.) Mill., *Helianthemum marifolium*(L.) Mill., *Hippocrepis ciliata* Willd, *Hippocrepis unisiliquosa* L., *Knautia perpurea* (Vill.) Borbás, *Lagurus ovatus* L., *Lamarckia aurea* L., *Linum campnulatum* L., *Linum corymbiferum* Desf., *Lomelosia simplex* (Desf.) Raf., *Lomelosia stellata* L., *Lonicera etrusca* Santi., *Lotus corniculatus* L., *Malva sylvestris* L., *Marrubium vulgare* L., *Matthiola lunata* DC., *Medicago hybrida* (Pourr.)	**77,16%**

	Trautv., *Medicago polymorpha* L., *Melica celiata* L., *Minuartia geniculata* (Poir.) Thell., *Muscari comosum* (L.) Mill., *Muscari neglectum* Guss. Ex Ten., *Ononis spinosa* L., *Ononis striata* Gouan. 1773, *Onopordum macracanthum* Schousb., *Orchis anthropophora* (L.) All., *Ornithogalum arabicum*(L.) Raf., *Ornithogalum umbullatum* L., *Orobanche ramosa* (L.) Pomel., *Pallenis spinosa* (L.) Cass., *Pardoglossum cheirifolium* (L.) Barbier & Mathez, *Phlomis crinita* Cav., *Picris cupuligera* (Durieu) Walp., *Pinus halepensis* Mill., *Piptatherum miliaceum* (L.) Coss, *Pistachia lentiscus* L., *Plantago bellardii* All., *Plantago coronopus* L., *Plantago lanceolata* L., *Poterium sanguisorba* L., *Prunus dulcis* (Mill.) D.A.Webb, *Quercus coccifera* L., *Ranunculus carinthiacus* Hoppe, *Reichardia tingitana* (L.) Roth, *Reseda alba* L., *Reseda phyteuma* L., *Rhaponticum coniferum* (L.) Greuter, *Rosa canina* L., *Rosmarinus officinalis* L., *Ruta chalepensis* L., *Salvia argentea* L., *Salvia vebranaca* L., *Scilla peruviana* (L.) Septa., *Scorpiurus muricatus* L., *Sedum ochroleucum* Chaix., *Sideritis incana* L., *Silene colorata* Poir., *Silybum marianum* (L.) Gaertn., *Sinapis arvensis* L., *Stachys ocymastrum* (L.) Briq., *Teucrium capitatum* L., *Teucrium pseudochamaepitys* L., *Thymus algeriensis* Boiss. & Reut., *Thymus ciliatus* Desf., *Thymus vulgaris* L., *Torilis nodosa* (L.) Gaertn., *Trifolium angustifolium* L., *Trifolium tomentosum* L., *Umbilicus rupestris* (Salisb.) Dandy, *Urospermum delechampii* (L.) Scop. ex F.W.Schmidt, *Valerianella discoidea* (L.) Loisel., *Viola arborescens* L.	
Classe II **Rares** **20 < F < 40 %**	*Aegilpos ovata* L., *Ampelaudesmos mauritanicus* (Poir.) T.Durand & Schinz, *Anagallis foemina*, *Aristolochia baetica* L., *Asparagus horridus* L., *Astericus maritimus* (L.) Less., *Bellis annua* L., *Brachypodium distachyon* (L.) P. Beauv., *Centaurea eriophora* L., *Convolvulus althaeiodes* L., *Daphne gniduim* L., *Erodium moschatum* (L.) L'Hér., *Eryngium maritimum* L., *Lobularia maritima* L. Desv., *Olea europaea L.* Var. sativa Hoffm	**14,81%**

	& Link., *Pistachia terebinthus* L., *Plantago albicans* L., *Quercus ilex* L., *Ruta montana* (L.) L., *Scolymus hispanicus* L., *Sinapis alba* L., *Stipa tenassicima* L., *Teucrium polium* L., *Trifolium stellatum* L.	
Classe III Fréquentes 40 < F < 60 %	*Anagallis arvensis* L. *subsp. Caerulea* (Schreb.) Hartm., *Asparagus acutifolius* L., *Asphodelus microcarpus* Salzm. & Viv., *Bromus rubens* (L.), *Eruca vesicaria* subsp *sativa* (Mill.) Thell., *Hordeum murinum* L. subsp. leporinum (Link) Arcang, *Olea europaea L.* Var. oleaster Hoffm & Link., *Paronychia argentea* Lam., *Phagnalon rupestre* (L.) DC., *Urginea maritima* (L.) Speta.	**6,17%**
Classe VI Abondantes 60 < F < 80 %	*Calycotome spinosa* Link., *Chamaerops humilis* L., *Plantgo lagopus* L.,	**1,85%**

1.1.2.6.2. Evaluation des indices de diversité

Caractériser les stations échantillonnées au point de vue diversité est un paramètre essentiel et nécessaire, pour la simple raison que la diversité floristique compte parmi les attributs vitaux d'un éco complexe (Le Floc'h et Aronson, 1995).

Afin d'évaluer la diversité floristique de la zone étude, nous avons calculé la richesse spécifique de chaque station, en utilisant l'indice de diversité de Shannon (H`) et d'équitabilité (E). Les valeurs de ces deux paramètres sont représentées dans le tableau 31.

Tableau 31 : Indices de diversité spécifique (en bit/individu) et d'équitabilité des différents relevés.

Relevé	Nombre d'espèces	Indice d'équitabilité (E)	Indice de Shannon (H`)	Relevé	Nombre d'espèces	Indice d'équitabilité (E)	Indice de Shannon (H`)
R1	**20**	0,231	1,696	**R20**	**25**	0,223	1,64
R2	**10**	0,103	0,758	**R21**	**22**	0,294	2,159
R3	**14**	0,178	1,307	**R22**	**22**	0,27	1,981
R4	**19**	0,258	1,895	**R23**	**22**	0,274	2,007
R5	**14**	0,142	1,04	**R24**	**32**	0,322	2,363
R6	**15**	0,186	1,362	**R25**	**21**	0,217	1,59
R7	**15**	0,172	1,261	**R26**	**22**	0,283	2,079
R8	**16**	0,208	1,527	**R27**	**19**	0,244	1,79
R9	**29**	0,353	2,589	**R28**	**15**	0,176	1,294
R10	**41**	0,421	3,089	**R29**	**20**	0,247	1,816
R11	**14**	0,164	1,2	**R30**	**14**	0,19	1,396
R12	**16**	0,16	1,177	**R31**	**13**	0,152	1,117
R13	**35**	0,386	2,832	**R32**	**17**	0,189	1,39
R14	**21**	0,231	1,693	**R33**	**20**	0,242	1,773
R15	**18**	0,23	1,685	**R34**	**16**	0,229	1,682
R16	**33**	0,342	2,514	**R35**	**20**	0,227	1,668
R17	**32**	0,301	2,213	**R36**	**21**	0,257	1,888
R18	**16**	0,229	1,679	**R37**	**24**	0,27	1,985
R19	**16**	0,14	1,028	**R38**	**25**	0,231	1,693

L'évaluation de la diversité spécifique des relevés retenus à travers l'application de l'indice de Shannon et l'indice de l'équitabilité a permis de montrer certaines données :

Les valeurs de l'indice de diversité de Shannon sur les relevés échantillonnés sont variables, elles sont comprises généralement entre 0,758 et 3,089 bits/individu. Cet indice est important dans les relevés R4, R9, R10, R13, R16, R17, R21, R22, R23, R24, R26, R29, R36 et R37 ayant une diversité spécifique allant de 22 à 41 espèces, sachant que les valeurs de (H') varient entre 1,816 et 3,089 bits/individu. Les valeurs moyennes de (H') allant de 1.261 à 1,79 concernent les relevés R1, R3, R6, R7, R8, R14, R15, R18, R20, R25, R27, R28, R30, R32, R33, R34, R35 et R38 qui renferment une diversité spécifique comprise entre 16 et 21 espèces. Tandis que les relevés R2, R5, R11, R12, R19 et R31 sont caractérisés un faible de (H') dont ses valeurs sont comprises entre 0,75 et 1,2 bits/individu.

Les valeurs de l'indice de l'équitabilité (E) sont aussi variables, mais d'une manière identique à ceux de l'indice de diversité de Shannon (H'). en effet, les valeurs de (E) sont généralement

inferieures à 0,5 et comprises entre 0,1pour le relevé R2 qui renferme 10 espèces et 0,42 pour R10 avec ses 41 espèces.

1.1.3. Traitement statistique des données écologiques.

1.1.3.1. L'analyse factorielle des correspondances (A F C).

Le traitement statistique, par l'analyse factorielle des correspondances, réalisé sur l'ensemble des données écologiques obtenues à travers la projection des paramètres floristiques et édaphiques sur les relevés d'échantillonnage qui font rejoindre *C. eriophora*, est représentée par la figure 34.

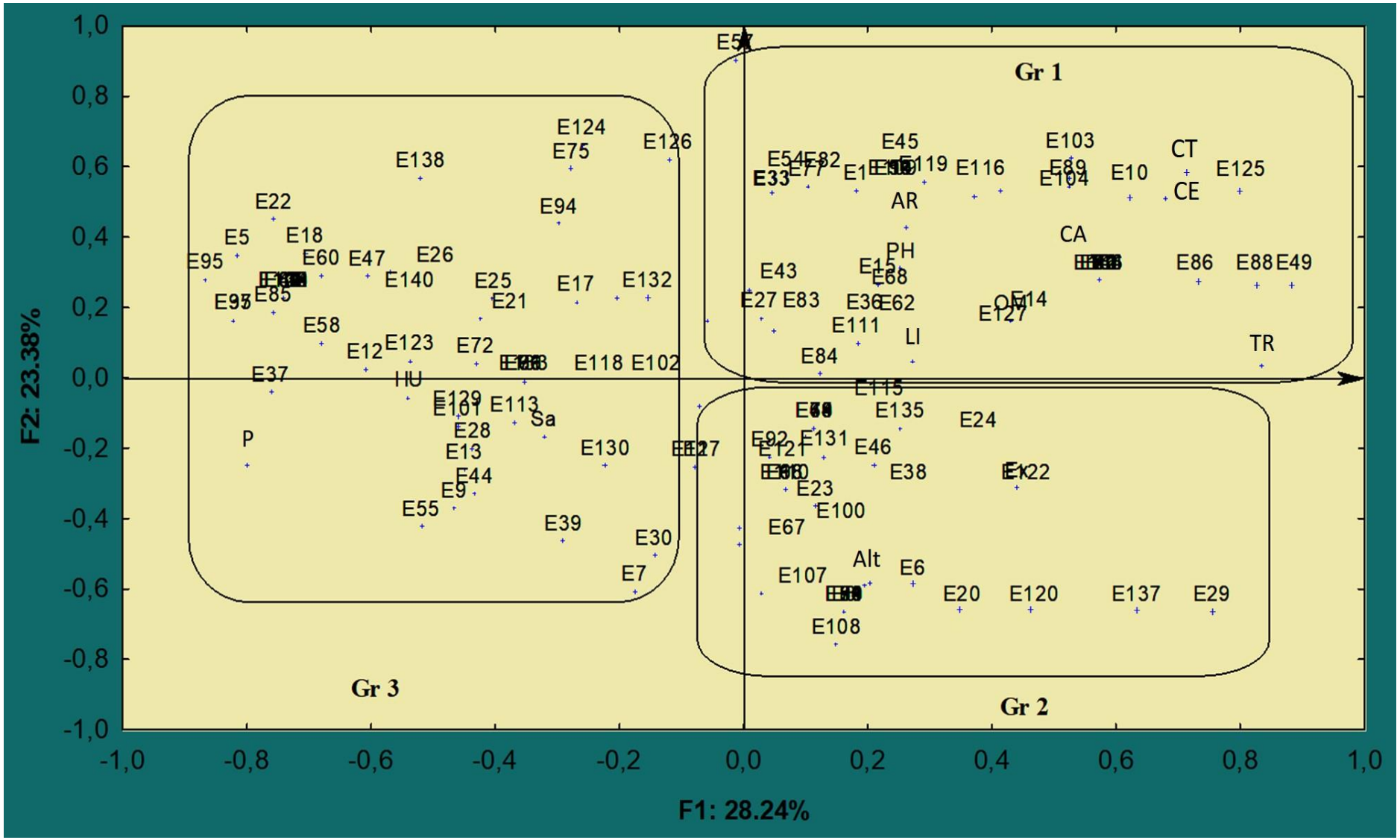


Figure 34 : représentation graphique de l'analyse factorielle des correspondances

Légende:

PH : potentiel hydrogène **; CE :** conductivité électrique **; MO :** matière organique **; CT :** calcaire total **; CA :** calcaire actif**, Sa :** sable **; LI :** limon **; AR :** argile **; HU :** humidité **; TR :** taux de recouvrement **; Alt :** altitude **; P :** pente **; (E1):** *Aegilpos ovata* L., **(E2):** *Aegilpos triuncialis* L., **(E3):** *Agave americana* L., **(E4):** *Agropyron repens* (L.) P.B., **(E5):** *Ajuga iva* (L.) scherb, **(E6):** *Ammi visnaga* Lam., **(E7):** *Ampelaudesmos mauritanicus* (Poir.) T. Durand & Schinz, **(E8):** *Anacyclus cytrtolepidioides* POMEL, **(E9):** *Anagallis arvensis* L. subsp. *Caerulea* (Schreb.) Hartm. **(E10):** *Anagallis foemina,* **(E11):** *Aposeris foetida* (L.) Less. **(E12):** *Arisarum simorrhinum* Durieu. **(E13):** *Aristolochia baetica* L. **(E14):** *Asparagus acutifolius* L. **(E15):** *Asparagus horridus* L. **(E16):** *Asperula cynanchica* L., **(E17):** *Asphodelus microcarpus* Salzm. & Viv., **(E18):** *Astericus maritimus* (L.) Less., **(E19):** *Astragalus tragacantha* L., **(E20):** *Atractylis cancellata* L., **(E21):** *Ballota hirsuta* Benth., **(E22):** *Bellis annua* L., **(E23):** *Bombycilaena discolor* (Pers.) Laínz, **(E24):** *Brachypodium distachyon* (L.) P.Beauv., **(E25):** *Bromus rubens* L., **(E26):** *Calendula arvensis* L., **(E27):** *Calendula officinalis* L., **(E28):** *Calycotome spinosa* Link, **(E29):** *Campanula rapanculus* L., **(E30):** *Carthamus lanatus* L., **(E31):** *Carthamus pinnatus* Desf., **(E32):** *Centaurea calcitrapa* L., **(E33):** *Centaurea eriophora* L., **(E34):** *Centaurea melitensis* L., **(E35):** *Centaurea pullata* L., **(E36):** *Centaurea solstitialis* L., **(E37):** *Chamaerops humilis* L., **(E38):** *Cistus salvifolius* L., **(E39):** *Convolvulus althaeiodes* L., **(E40):** *Convolvulus siculus* L., **(E41):** *Cuscuta epithymum* (L.) L., **(E41):** *Cynodon dactylon* (L.) Pers., **(E42):** *Cynoglossum cheirifolium* L., **(E43):** *Dactylis glomerata* L., **(E44):** *Daphne gniduim* L., **(E45):** *Daucus carota* L., **(E46):** *Dipcadi serotinum* (L.) Medik., **(E47):** *Echinaria capitata* (L.) desf., **(E48):** *Echinops spinosus* L., **(E49):** *Echium italicum,* **(E50):** *Elaeoselinum fontanesii* Boiss., **(E51):** *Erodium chium* (L.) Willd., **(E52):** *Erodium malacoides* (L.) L'Hér., **(E53):** *Erodium moschatum* (L.) L'Hér., **(E54):** *Eruca vesicaria* subsp *sativa* (Mill.) Thell., **(E55):** *Eryngium dichotomum* Desf., **(E56):** *Eryngium maritimum* L., **(E57):** *Eryngium tricuspidatum* L., **(E58):** *Euphorbia aleppica* L., **(E59):** *Fumana thymifolia* (L.) Spach. Ex Webb., **(E60):** *Galium aparine* L., **(E61):** *Gladiolus bysantinus* Mill., **(E62):** *Helianthemum apenninum* var *virgatum,* **(E63):** *Helianthemum appeninum* (L.) Mill., **(E64):** *Hippocrepis ciliata* Willd, **(E65):** *Hippocrepis unisiliquosa* L., **(E66):** *Hordeum murinum* L. subsp. *leporinum* (Link) Arcang, **(E67):** *Lagurus ovatus* L., **(E68):** *Lamarckia aurea* L., **(E69):** *Linum campnulatum* L., **(E70):** *Linum corymbiferum* Desf., **(E71):** *Lobularia maritima* L. Desv., **(E72):** *Loelosia simplex* (Desf.) Raf., **(E73):** *Lomelosia stellata* L., **(E74):** *Lotus corniculatus* L., **(E75):** *Malva sylvestris* L., **(E76):** *Marrubium vulgare* L., **(E77):** *Matthiola lunata* DC., **(E78):** *Medicago polymorpha* L., **(E79):** *Melica celiata* L., **(E80):** *Minuartia geniculata* (Poir.) Thell., **(E81):** *Muscari comosum* (L.) Mill., **(E82):** *Muscari neglectum* Guss. Ex Ten., **(E83):** *Olea europaea* L. Var. *oleaster* Hoffm & Link., **(E84):** *Olea europaea* L. Var. *sativa* Hoffm & Link., **(E85):** *Ononis spinosa* L., **(E86):** *Ononis striata* Gouan. 1773, **(E87):** *Onopordum macracanthum* Schousb., **(E88):** *Orchis anthropophora* (L.) All., **(E89):** *Ornithogalum umbullatum* L., **(E90):** *Orobanche ramosa* (L.) Pomel., **(E91):** *Pallenis spinosa* (L.) Cass., **(E92):** *Pardoglossum cheirifolium* (L.) Barbier & Mathez, **(E93):** *Paronychia argentea* Lam., **(E94):** *Phagnalon rupestre* (L.) DC., **(E95):** *Phlomis crinita* Cav., **(E96):** *Picris cupuligera* (Durieu) Walp., **(E97):** *Pinus halepensis* Mill., **(E98):** *Piptatherum miliaceum* (L.) Coss., **(E99):** *Pistachia terebinthus* L., **(E100):** *Plantago albicans* L., **(E101):** *Plantago coronopus* L., **(E102):** *Plantago lanceolata* L., **(E103):** *Plantgo lagopus* L., **(E104):** *Poterium sanguisorba* L., **(E105):** *Prunus dulcis* (Mill.) D.A.Webb, **(E106):** *Quercus coccifera* L., **(E107):** *Quercus ilex* L., **(E108):** *Ranunculus carinthiacus* Hoppe, **(E109):** *Reichardia tingitana* (L.) Roth, **(E110):** *Reseda alba* L., **(E111):** *Reseda phyteuma* L., **(E112):** *Rhaponticum coniferum* (L.) Greuter, **(E113):** *Ruta chalepensis* L., **(E114):** *Ruta montana* (L.) L., **(E115):** *Salvia argentea* L., **(E116):** *Salvia vebranaca* L., **(E117):** *Scilla peruviana* (L.) Septa., **(E118):** *Scolymus hispanicus* L., **(E119):** *Scorpiurus muricatus* L., **(E120):** *Sedum ochroleucum* Chaix., **(E121):** *Sideritis incana* L., **(E122):** *Silene colorata* Poir., **(E123):** *Sinapis alba* L., **(E124):** *Sinapis arvensis* L., **(E125):** *Stachys ocymastrum* (L.) Briq., **(E126):** *Stipa tenassicima* L., **(E127):** *Teucrium capitatum* L., **(E128):** *Teucrium polium* L., **(E129):** *Teucrium pseudochamaepitys* L., **(E130):** *Thymus ciliatus* Desf., **(E131):** *Thymus vulgaris* L., **(E132):** *Torilis nodosa* (L.) Gaertn., **(E134):** *Trifolium angustifolium* L., **(E135):** *Trifolium stellatum* L., **(E136):** *Trifolium tomentosum* L., **(E137):** *Umbilicus rupestris* (Salisb.) Dandy, **(E138):** *Urginea maritima* (L.) Speta., **(E139):** *Valerianella discoidea* (L.) Loisel., **(E140):** *Viola arborescens* L.

Dans cette analyse, le plan factoriel F1/F2 procurant le maximum d'informations sur les corrélations existantes entre l'espèce étudiée *C. eriophora*, son cortège floristique et les paramètres pédologiques du sol sur lequel elle se développe a été retenu. L'axe F1 qui apporte l'information statistique la plus importante dans l'AFC, avec 28,24 % taux d'inertie, montre l'existence de trois groupes.

Le groupe1 (Gr1) : c'est un groupe représenté par le cortège floristique et l'habitat de *C. eriophora* (E33) constitué par la majorité des espèces herbacées annuelles, citons *Aegilpos ovata L.* (E1), *Anagallis foemina* (E10), *Aposeris foetida* (L.) Less. (E11), *Astragalus tragacantha* L. (E19), *Calendula officinalis* L. (E27), *Carthamus pinnatus* Desf. (E31), *Centaurea calcitrapa* L. (E32), *Centaurea solstitialis* L. (E36), *Cuscuta epithymum* (L.) L. (E41), *Cynodon dactylon* (L.) Pers. (E42), *Cynoglossum cheirifolium* L. (E43), *Echinops spinosus* L. (E49), *Erodium chium* (L.) Willd. (E52), *Erodium malacoides* (L.) L'Hér. (E53), *Erodium moschatum* (L.) L'Hér. (E54), *Eryngium maritimum* L. (E57), *Gladiolus bysantinus* Mill. (E62), *Hippocrepis unisiliquosa* L. (E66), *Lagurus ovatus* L. (E68), *Linum corymbiferum* Desf. (E71), *Muscari comosum* (L.) Mill. (E82), *Muscari neglectum* Guss. Ex Ten. (E83), *Ononis spinosa* L. (E86), *Onopordum macracanthum* Schousb. (E88), *Orchis anthropophora* (L.) All. (E89), *Ornithogalum umbullatum* L. (E90), *Plantago lanceolata* L. (E103), *Plantgo lagopus* L. (E104), *Ranunculus carinthiacus* Hoppe (E109), *Reseda alba* L. (E111), *Salvia argentea* L. (E116), *Scolymus hispanicus* L. (E119), *Sinapis arvensis* L. (E125), *Stipa tenassicima* L. (E127), *Trifolium angustifolium* L. (E134), *Trifolium tomentosum* L. (E136), *Valerianella discoidea* (L.) Loisel. (E139). Ceci est accompagné par une faible présence des espèces vivaces à savoir : *Agave americana* L. (E3), *Asparagus acutifolius* L. (E14), *Asparagus horridus* L. (E15), *Daphne gniduim* L. (E45), *Marrubium vulgare* L. (E77) et *Olea europaea* L. Var. *oleaster* Hoffm & Link. (E84). Nous avons remarqué que ce groupe est dépourvue des hémicryptophytes.

Ce groupe d'espèces est, ainsi, rattaché aux paramètres suivants : Limon (L), calcaire total (CT), conductivité électrique (CE), calcaire actif (CA), matière organique (MO), taux de recouvrement (TR) et le potentiel hydrique (pH). Ce qui signifie que les espèces de ce groupe se développent sur les sols limoneux à des faibles taux de recouvrements en affinité avec le calcaire total, la conductivité électrique, le calcaire actif et la matière organique.

Les relevés suscitées (R7, R10, R16, R17, R19 et R21) caractérisant le groupe Gr 1 sont représentées par les garrigues, se retrouvent en exposition sud, avec un sol fortement calcaire, ce qui favorise l'installation de ces peuplements témoignant d'une dégradation dont l'origine est l'effet anthropique exercé par l'homme et son troupeau d'une part et l'agressivité du climat d'autre part.

Le groupe Gr 2 : c'est un groupe caractérisé par la présence des formations arborées et reboisées à base de chêne vert *Quercus ilex* L. *(E108*) et chêne kermès (*Quecus coccifera* L. *(E107*) quelques individus de *Pinus halepensis* Mill. (E98). Les phyto-taxons représentants de ce groupe sont comme suit : *Aegilpos triuncialis* L. (E2), *Agropyron repens* (L.) P.B. (E4), *Ammi*

visnaga Lam. (E6), *Anacyclus cytrtolepidioides* POMEL (E8), *Asperula cynanchica* L. (E16), *Atractylis cancellata* L. (E20), *Bombycilaena discolor* (Pers.) Laínz (E23), *Brachypodium distachyon* (L.) P.Beauv. (E24), *Campanula rapanculus* L. (E29), *Centaurea melitensis* L. (E34), *Cistus salvifolius* L. (E38), *Daucus carota* L. (E46), *Echinaria capitata* (L.) desf. (E48), *Echium italicum* (E50), *Elaeoselinum fontanesii* Boiss. (E51), *Eryngium dichotomum* Desf. (E56), *Euphorbia aleppica* L. (E59), *Helianthemum apenninum* var *virgatum* (E63), *Hippocrepis ciliata* Willd (E65), *Hordeum murinum* L. subsp. *leporinum* (Link) Arcang (E67), *Linum campnulatum* L. (E70), *Lomelosia simplex* (Desf.) Raf. (E73), *Lomelosia stellata* L. (E74), *Matthiola lunata* DC. (E78), *Medicago polymorpha* L. (E79), *Melica celiata* L. (E80), *Orobanche ramosa* (L.) Pomel. (E91), *Pallenis spinosa* (L.) Cass. (E92), *Pardoglossum cheirifolium* (L.) Barbier & Mathez (E93), *Piptatherum miliaceum* (L.) Coss. (E99), *Pistachia terebinthus* L. (E100), *Reichardia tingitana* (L.) Roth (E110), *Ruta montana* (L.) L. (E115), *Salvia vebranaca* L. (E117), *Scorpiurus muricatus* L. (E120), *Sedum ochroleucum* Chaix. (E121), *Sideritis incana* L. (E122), *Thymus ciliatus* Desf. (E131), *Trifolium stellatum* L. (E135), *Umbilicus rupestris* (Salisb.) Dandy (E137). Les relevés suscités R9 et R13 sont corrélés avec le paramètre altitude (Alt).

Le groupe Gr 3 : c'est un groupe représenté par les deux relevés : R1 et R4, dominé par les espèces indicatrices de dégradation, nous citons : *Ajuga iva* (L.) scherb (E5), *Ampelaudesmos mauritanicus* (Poir.) T.Durand & Schinz (E7), *Anagallis arvensis* L. subsp *Caerulea* (Schreb.) Hartm. (E9), *Arisarum simorrhinum* Durieu. (E12), *Aristolochia baetica* L. (E13), *Asphodelus microcarpus* Salzm. & Viv. (E17), *Astericus maritimus* (L.) Less. (E18), *Ballota hirsuta* Benth. (E21), *Bellis annua* L. (E22), *Bromus rubens* L. (E25), *Calendula arvensis* L. (E26), *Calycotome spinosa* Link (E28), *Carthamus lanatus* L. (E30), *Centaurea pullata* L. (E35), *Chamaerops humilis* L. (E37), *Convolvulus althaeiodes* L. (E39), *Convolvulus siculus* L. (E40), *Dactylis glomerata* L. (E44), *Dipcadi serotinum* (L.) Medik. (E47), *Eruca vesicaria* subsp *sativa* (Mill.) Thell. (E55), *Eryngium tricuspidatum* L. (E58), *Fumana thymifolia* (L.) Spach. Ex Webb. (E60), *Galium aparine* L. (E61), *Helianthemum appeninum* (L.) Mill. (E64), *Lamarckia aurea* L. (E69), *Lobularia maritima* L. Desv. (E72), *Lotus corniculatus* L. (E75), *Malva sylvestris* L. (E76), *Minuartia geniculata* (Poir.) Thell. (E81), *Olea europaea* L. Var. *sativa* Hoffm & Link. (E85), *Ononis striata* Gouan. 1773 (E87), *Paronychia argentea* Lam. (E94), *Phagnalon rupestre* (L.) DC. (E95), *Phlomis crinita* Cav. (E96), *Picris cupuligera* (Durieu) Walp. (E97), *Plantago albicans* L. (E101), *Plantago coronopus* L. (E102), *Poterium sanguisorba* L. (E105), *Prunus dulcis* (Mill.) D.A.Webb (E106), *Reseda phyteuma* L. (E112),

Rhaponticum coniferum (L.) Greuter (E113), *Ruta chalepensis* L. (E114), *Scilla peruviana* (L.) Septa. (E118), *Silene colorata* Poir. (E123), *Sinapis alba* L. (E124), *Stachys ocymastrum* (L.) Briq. (E126), *Teucrium capitatum* L. (E128), *Teucrium polium* L. (E129), *Teucrium pseudochamaepitys* L. (E130), *Thymus vulgaris* L. (E132), *Torilis nodosa* (L.) Gaertn. (E133), *Urginea maritima* (L.) Speta. (E138), *Viola arborescens* L. (E140),

Les relevés suscitées (R1 et R4) situant en exposition sud, sont en corrélation avec l'humidité (HU) et la pente (P), avec un sol léger imperméable, ce qui favorise l'érosion hydrique et l'installation de ces peuplements témoignant d'une dégradation dont l'origine est l'effet anthropique exercé par l'homme et son troupeau d'une part et l'agressivité du climat d'autre part (Cherifi *et al.*, 2011, 2014, 2021).

1.1.3.2. La classification hiérarchique ascendante (C H A).

La classification hiérarchique ascendante est une méthode qui regroupe des objets semblables dans des catégories respectives. Elle consiste à calculer les distances euclidiennes entre les stations traduisant les similarités qui peuvent être exister entre elles. Plusieurs méthodes de regroupement existent pour la constitution d'un dendrogramme de ressemblance entre les relevés floristiques. Cette classification hiérarchique exécutée a permis de dégager 3 groupes (figure 35) :

Groupe Gr1 : ce groupe est constitué de deux relevés R9, R13 localisés sur le versant sud, caractérisés par une forte pente (> 25%) et un taux de recouvrement très important et par une altitude soumise entre 819 m et 897 m. en ce qui concerne la structure et la texture du sol, ce groupe est marqué par des sols limoneux sableux et une texture équilibrée. Du point de vue de richesse floristique le relevé de ce groupe vient en deuxième position avec 35 espèces.

Groupe Gr 2 : il est très diversifié et formé par 6 relevés R7, R10, R16, R17, R19 et R21. Tous sont localisés dans le versant sud, l'altitude de ces relevés est comprise entre 768m et 1031 m et par des pentes hétérogènes variant entre 10% et 50%. Les relevés de ce groupe « du point de vue édaphique » sont caractérisés par une texture limoneuse équilibrée et par des sols à texture limoneuse. D'après les résultats de l'analyse floristique, la richesse des relevés en espèces varie entre 15 et 41 taxon végétal. Nous avons noté la présence de la strate arborée avec *Quercus ilex* et *Olea europea* var. *sativa* mais de très rare fréquence d'apparition. A l'opposition, *Ruta montana* et *Chamaerops humilis* indiquent un nette dominance dans ce groupe. Les herbacées annuelles tel que *Anagallis foemina*, *Bellis annua* et *Centaurea solstitialis* sont également répandues dans les relevés de ce groupe.

Groupe Gr3 : composé par deux relevés R1, R4 appartenant au versant sud, se trouvant à des basses altitudes dont 668 m pour R1 et 722 m pour R4 et caractérisant par des faibles pentes. Les relevés de ce groupe sont reconnus par une richesse spécifique moyenne par rapport aux autres relevés, soit avec des valeurs de 19 et 20 espèces respectivement. Les données pédologiques retenues indiquent que ce groupe est caractérisé par une texture argileuse avec des sols argileux, non salés, modérément calcaires, riches en matière organique.

Ce groupe est marqué par la présence des espèces hémicryptophytes vivaces à savoir *Calycotome spinosa* et des géophytes comme *Urginea maritima*. Néanmoins, il est le plus pauvre en espèces e strate arborée.

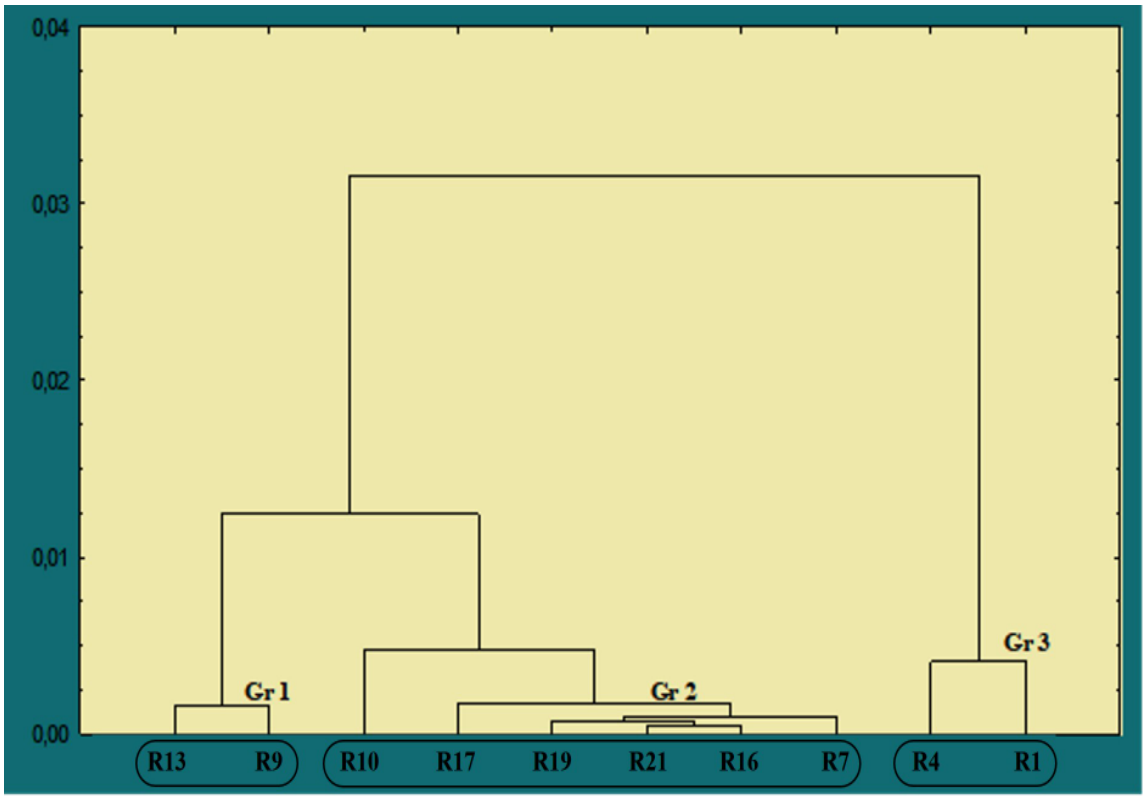


Figure 35: Classification hiérarchique ascendante des paramètres pédologiques et floristiques

1.1.4. Etude de la germination des akènes de *Centaurea eriophora* L.

1.1.5. Fiches descriptives de l'espèce étudiée

La fiche descriptive de l'espèce étudiée est représentée ci-dessous :

Centaurea eriophora L.

Carl Von Linné, 1753



Cliché Bouker Amar, 2021

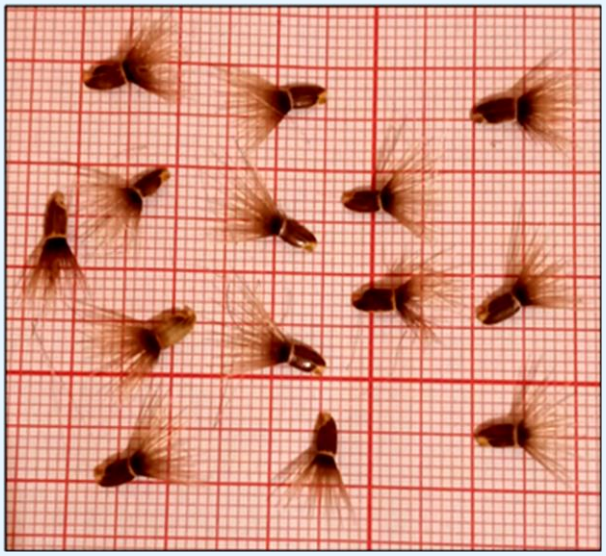
Biologie - Ecologie

- **Statut patrimonial**
  Assez rare (Quézel et Santa, 1963),
- **Répartition**
  Péninsule ibérique, Afrique de nord,
- **Ecologie**
  Broussailles, bord de routes,
- **Type biologique**
  Thérophyte
- **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	**Obovoïde**
Ornementation	**Aucune**
Type de semence	**Akène à graine exalbuminée**
Type de dissémination	**Anémochorie, Myrmécochorie**
Poids de 100 akènes	**0,906 ± 0,36 g**
Longueur moyennes de 10 akènes	**9,505 ± 0,69 mm**
Largeur moyennes de 10 akènes	**2,22 ± 0,23 mm**
Epaisseur moyennes de 10 akènes	**1.345 ± 0,12 mm**



Cliché Bouker Amar, 2021

Figure 36 : Fiche descriptive de *Centaurea eriophora* L.

1.1.6. Description de la germination

L'étude de la germination des akènes de *Centaurea eriophora* 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 son habitat naturel. Ce taxon appartenant à la famille des astéracées, il 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 akènes (effet de la température, de la salinité et du stress hydrique).

1.1.7. Effet de la température sur la germination

1.1.7.1. Temps de latence (TL)

Le temps de latence (TL) des akènes de *Centaurea eriophora* est corrélé fortement à la température avec R^2= 0,9526 et varie significativement en fonction de la température testée (figure 37). Le TL le plus court est noté à 25 °C où la germination commence dès le premier jour, alors que le plus long est remarqué à 10°C (tableau 32). Le TL ensuite devient important, c'est à dire commence à s'allonger, au niveau des températures élevées et basses notamment.

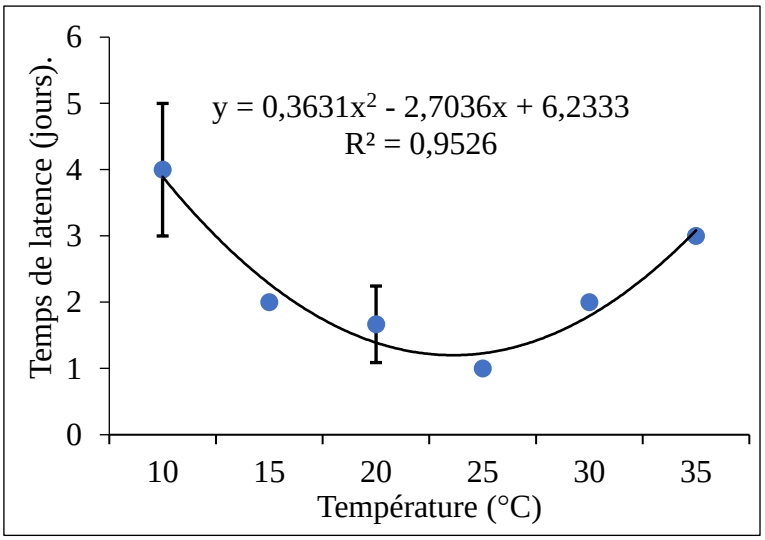


Figure 37 : Relation polynomiale entre le temps de latence et la température **(***Les intervalles de confiance ont été calculés au seuil de 5%.)*

1.1.7.2. Durée de germination (DG)

La durée de germination (DG) des akènes de *Centaurea eriophora* semble fortement corrélée à la température avec R^2= 0,8717 et varie significativement en fonction de la température testée (figure 38). La DG la plus longue est observée à 25 °C où le processus de germination dans ces lots s'étend à 28,33 ; alors que la DG plus courte est remarquée à 10°C (tableau 32). La DG commence à diminuer au-delà de 25° C vers des températures élevées et basses notamment.

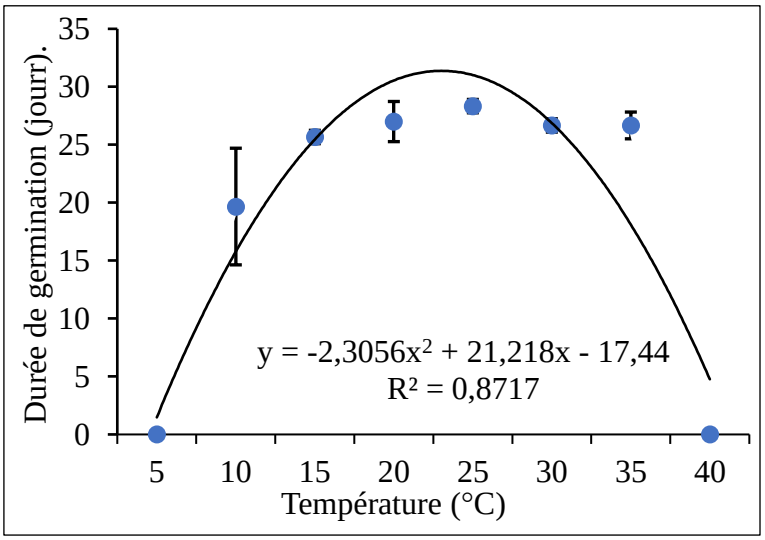


Figure 38 : Relation polynomiale entre la durée de germination et la température
Les intervalles de confiance ont été calculés au seuil de 5%.

1.1.7.3. Taux final de germination (TFG)

Conformément à la figure 40, nous avons remarqué que la température agit sur le taux final de germination des akènes de *Centaurea eriophora* ($p < 0,05$), dont la température cardinale de la germination se situe à 20°C avec un pourcentage atteignant 98,33 ± 2,88%. La germination des akènes de *C. eriophora* est réalisable dans la gamme des températures située entre 10°C et 35°C (tableau 32) ; nous avons constaté ainsi que le taux final de germination (TFG) commence à diminuer quand la température devient supérieure ou inférieure à l'optimum thermique (20°C), la valeur la plus basse de TFG est enregistrée à 10°C avec un pourcentage de 31,66 ± 2,88%.

La cinétique de la germination des akènes de *Centaurea eriophora*, représentée par la figure 39 à différentes températures montre que pour les températures entre 10°C et 35°C, la courbe de germination est caractérisée par trois phases principales :

- **Phase de latence :** elle correspond au temps nécessaire pour que les akènes commencent à germer.

- **Phase exponentielle :** durant laquelle, nous constatons une augmentation progressive du pourcentage de germination en fonction du temps sous l'effet du degré de température.
- **Phase stationnaire :** au niveau de cette phase, le pourcentage de germination se stabilise.

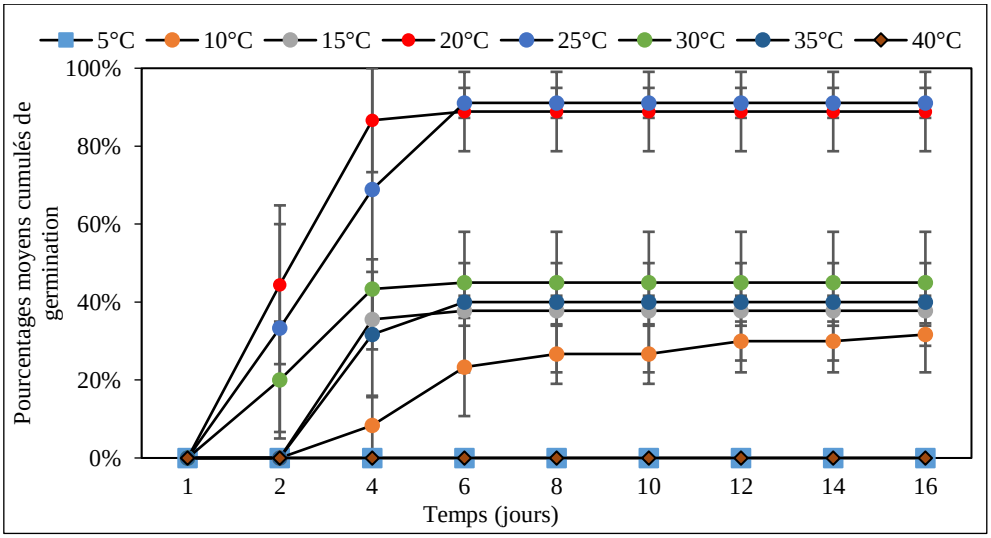


Figure 39 : Evolution des pourcentages moyens cumulés de germination aux différentes températures (les intervalles de confiance ont été calculés au seuil de 5%).

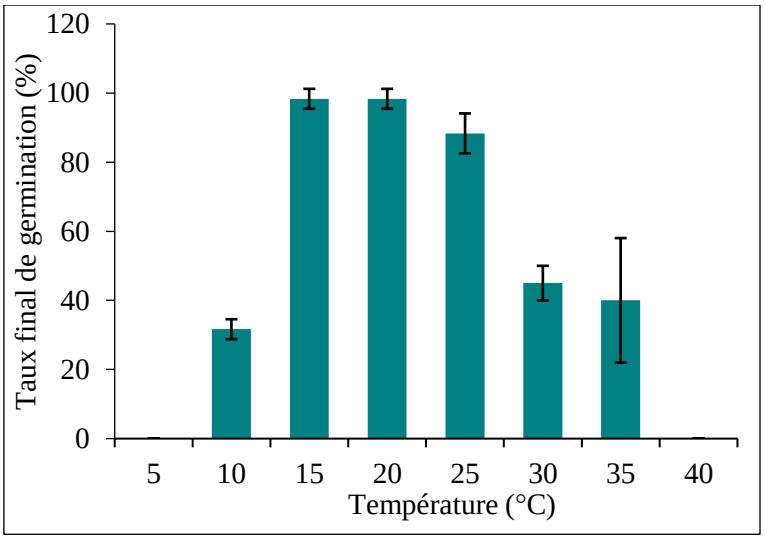


Figure 40 : Taux final de germination des akènes de *Centaurea eriophora* L. en fonction de la température *(Les intervalles de confiance ont été calculés au seuil de 5%).*

1.1.7.4. Temps moyen de germination (TMG)

La température affecte significativement le temps moyen de germination (TMG) des akènes de *Centaurea eriophora* (tableau 32). Le TMG le plus court est noté au niveau des températures

optimales, notamment à 20°C avec 1,08 ± 0,52 jours et commence à s'allonger quand la température devient supérieure ou inférieure à cette température. Le TMG le plus long est enregistré à 10°C avec 6,51 ± 2,10 jours. Examinant la figure 41, Le coefficient de corrélation indique une forte relation entre le TMG et la température pour *Centaurea eriophora* avec R^2 = 0,9303.

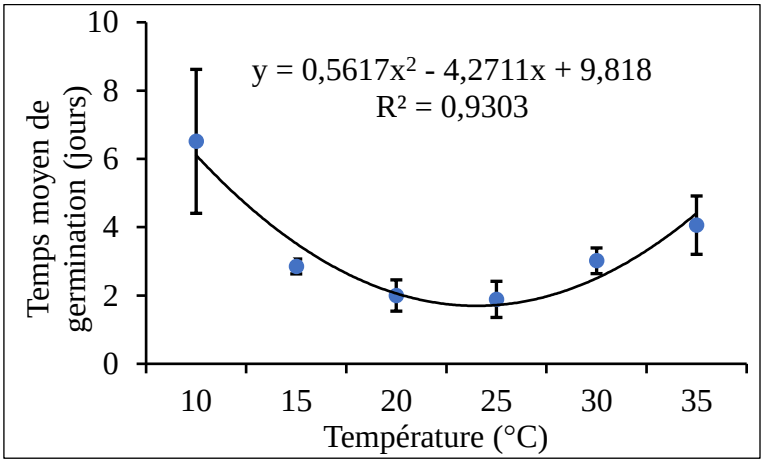


Figure 41 : Relation polynomiale entre le temps moyen de germination et la température.
(*Les intervalles de confiance ont été calculés au seuil de 5%)*

1.1.7.5. Temps moyen (T_{50})

Le temps moyen T_{50} est montre une relation non significative avec la température à travers l'analyse de la variance sous le traitement par le Test de Duncan ($p < 0,01$) (tableau 32), en plus, le T_{50} est moyennement corrélé avec la température avec R^2 = 0,7358 (figure 42). Pour la germination des akènes de *Centaurea eriophora*, les plus longs T_{50} sont enregistrés aux basses températures notamment à 10°C le plus court de temps moyen T_{50} et noté à 20 °C.

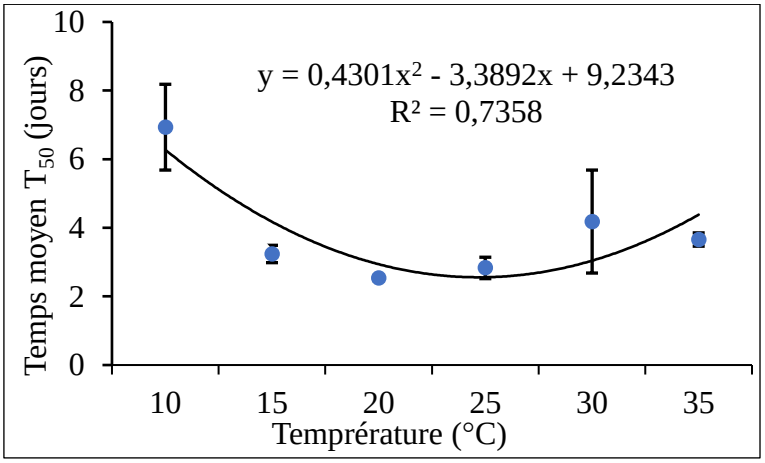


Figure 42 : Relation polynomiale entre le temps moyen (T_{50}) et la température.
(*Les intervalles de confiance ont été calculés au seuil de 5%)*

Lors de l'analyse statistique de l'effet de la température sur les paramètres de germination des akènes de *Centaurea eriophora* et en utilisant le test des comparaisons multiples de Duncan (tableau 32), il ressort que :

- Le temps de latence (TL), la durée de germination (DG) et le taux final de germination (TFG) sont significativement affectés par la température avec $p < 0,05$ et que la valeur F correspond respectivement à 34,53 ; 115,72 et 97,42.
- Le temps moyen de germination (TMG) et le temps moyen (T_{50}) présentent une relation non significative avec la température.

Tableau 32 : Effet de la température sur les paramètres de germination des akènes de *Centaurea eriophora* L. (moyenne ± ES, n = 3)

TPT (°C)	TL	DG	TFG	TMG	T50
5	0^{a}	0^{a}	0^{a}		
10	4 ± 1^{e}	$19,66 \pm 5,33^{b}$	$31,66 \pm 2,88^{b}$	$6,51 \pm 2,10$	$6,95 \pm 1,25$
15	2^{c}	$25,66 \pm 0,57^{c}$	$98,33 \pm 2,88^{d}$	$2,85 \pm 0,21$	$3,23 \pm 0,25$
20	$1,66 \pm 0,5^{b.c}$	$27 \pm 1,73^{c}$	$98,33 \pm 2,88^{d}$	$2 \pm 0,45$	$2,53 \pm 0,07$
25	1^{b}	$28,33 \pm 0,57^{c}$	$88,33 \pm 5,77^{d}$	$1,08 \pm 0,52$	$2,83 \pm 0,31$
30	2^{c}	$26,66 \pm 0,87^{c}$	45 ± 5^{c}	$3,01 \pm 0,37$	$4,81 \pm 1,50$
35	3^{d}	$26,66 \pm 1,15^{c}$	$40 \pm 18,02^{b.c}$	$4,06 \pm 0,85$	$3,65 \pm 0,19$
40	0^{a}	0^{a}	0^{a}		
F	**34,53***	**115,72***	**97,42***	**9,12**	**11,45**

Les lettres minuscules différentes disposées en colonne indiquent des différences significatives et ce, pour chaque paramètre mesuré au niveau des différentes températures. Les probabilités F sont indiquées par des symboles selon le test Duncan :

***** différences significatives à $p < 0.05$, ****** différences significatives à $p < 0.01$, ^{ns} : différences non significatives.

1.1.8. Effet de la salinité sur la germination

1.1.8.1. Temps de latence (TL)

La relation entre le TL et les différentes concentrations salines montre que les akènes de *Centaurea eriophora* germent plus précocement en absence de sel (à 0 g/l de NaCl) ; puis, en présence de sel le TL augmente à 2 g/l correspondant à une concentration molaire de 34 mM avec 3 jours et diminue à 4 g/l (68 mM). En effet, l'analyse de régression révèle une faible corrélation concernant l'effet de la salinité sur le temps de latence (TL) avec $R^2 = 0,4286$ (figure 43).

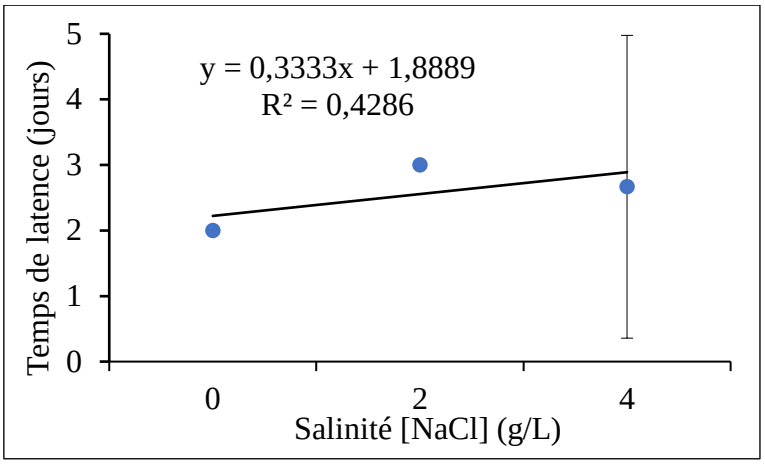


Figure 43 : Relation linéaire entre le temps de latence et la salinité
Les intervalles de confiance ont été calculés au seuil de 5%.

1.1.8.2. Durée de germination (DG)

L'analyse de la variance indique que la salinité a un effet significatif sur la DG ($p < 0,01$). L'achèvement de la germination dépend de la concentration saline (tableau 33). De même, les akènes de *Centaurea eriophora* présentent un comportement vis à vis de la durée de germination (DG). En effet, nous avons constaté que la diminution de la DG est évidente quand la salinité augmente dans le milieu et que la valeur la plus importante de DG est remarquée au témoin (0 g/l) avec 26,66 jours, alors que la DG la plus faible est enregistrée à 4 g/l avec 17,33 jours (tableau 33). Conformément à la figure 44 représentant l'analyse de régression du comportement de la DG par rapport à la salinité, nous avons distingué une forte corrélation avec $R^2 = 0,8537$.

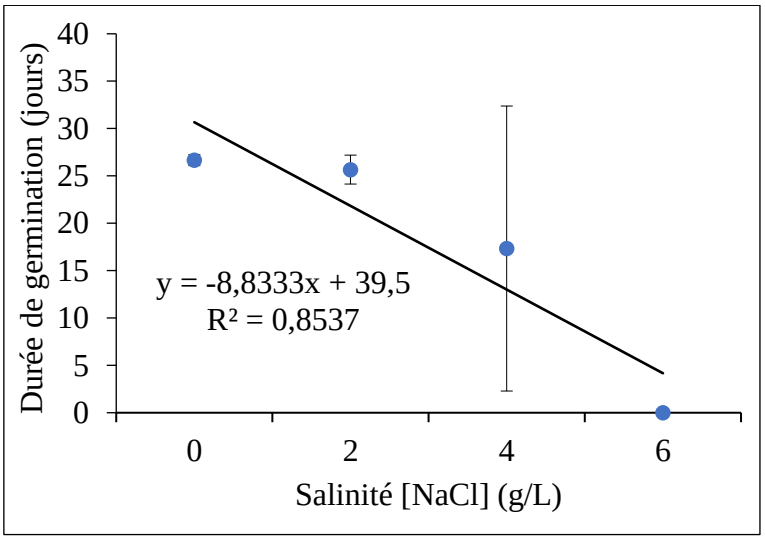


Figure 44 : Relation linéaire entre la durée de germination et la salinité
Les intervalles de confiance ont été calculés au seuil de 5%.

1.1.8.3. Taux final de germination (TFG)

D'après l'étude de l'effet de la salinité sur la germination des akènes de *Centaurea eriophora* et conformément au graphe de la cinétique de germination (figure 45), nous avons constaté que la germination est possible aux concentrations suivantes : 0 g/l (témoin), 2 g/l, 4 g/l avec un inachèvement de germination chez 6 g/l.

Les courbes de germination des akènes de *Centaurea eriophora* représentées par la figure 45 montrent que quelle que soit la concentration du NaCl utilisée, la courbe de germination à la température optimale de 20 °C est caractérisée par trois phases :

- **Phase de latence :** elle correspond au temps nécessaire pour que les akènes commencent à germer ;
- **Phase exponentielle :** durant laquelle, nous constatons une augmentation progressive du pourcentage de germination en fonction du temps ;
- **Phase stationnaire :** le pourcentage de germination stabilise.

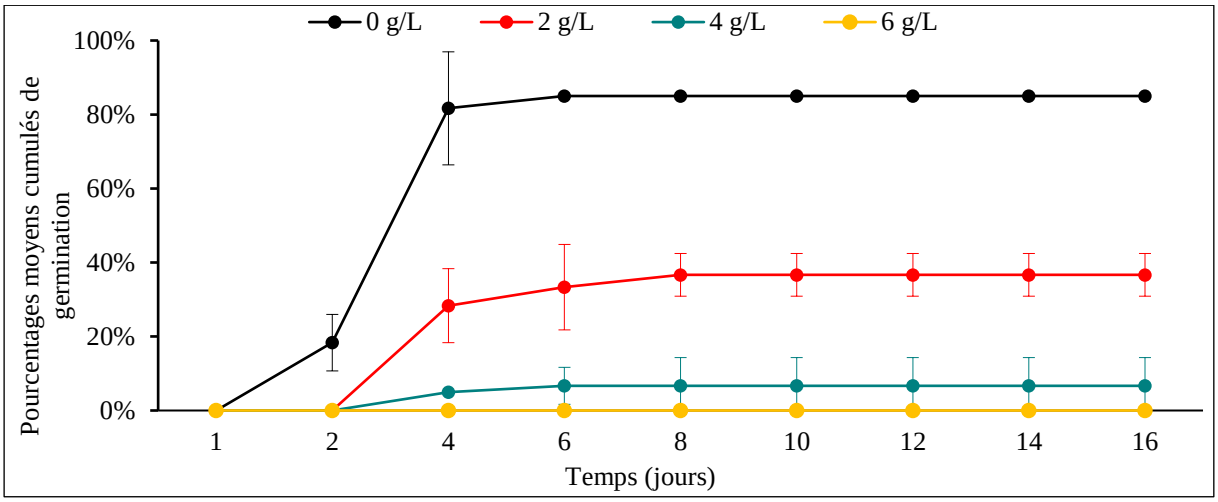


Figure 45: Evolution des pourcentages moyens cumulés de germination aux différentes concentrations de NaCl *(Les intervalles de confiance ont été calculés au seuil de 5%).*

Le tableau 33 montre que le taux final de germination (TFG) est influencé significativement par la salinité ($p < 0,05$). En effet, la valeur du TFG diminue avec l'accroissement de l'intensité de la salinité dans le milieu (figure 46). En plus, le TFG le plus élevé pour *Centaurea eriophora* est enregistré chez le témoin avec 85%. Le seuil de tolérance à la salinité enregistré est de 4 g/L.

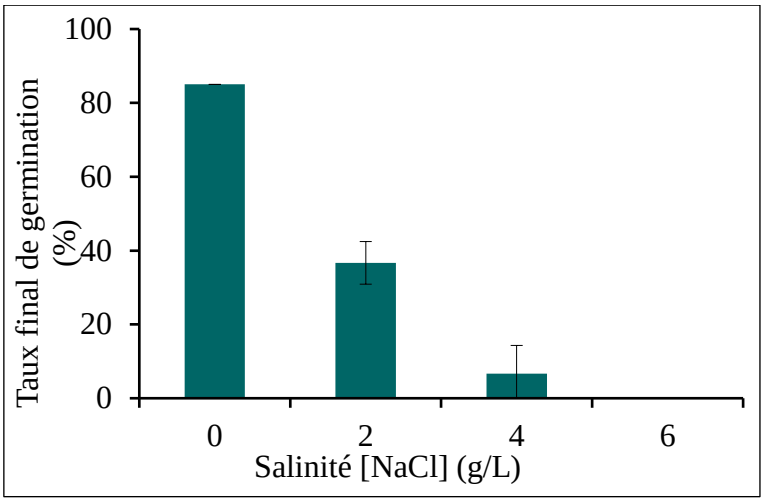


Figure 46 : Taux final de germination des akènes de *Centaurea eriophora* L. en fonction de la salinité *(Les intervalles de confiance ont été calculés au seuil de 5%).*

1.1.8.4. Temps moyen de germination (TMG)

Selon le tableau 33, la salinité n'influence pas le temps moyen de germination (TMG) ; ce dernier présente une faible corrélation avec la salinité avec un coefficient R^2 = 0,0014. Nous avons remarqué que le TMG le plus court est enregistré chez le témoin (0 g/l) avec 2 jours (figure 47).

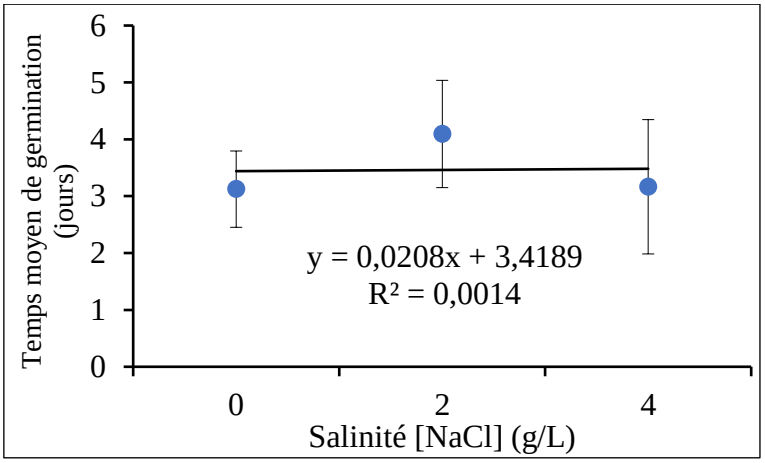


Figure 47 : Relation linéaire entre le temps moyen de germination et la salinité *(Les intervalles de confiance ont été calculés au seuil de 5%).*

1.1.8.5. Temps moyen (T_{50})

Pareillement au TMG, l'analyse de la variance montre que le T_{50} n'est pas influencé par la salinité (tableau 33). En effet, nous avons trouvé que la salinité est fortement corrélée avec T_{50} et que la valeur du coefficient R^2 est 0,817. Selon la figure 48 et le tableau 33, le T_{50} le plus court est enregistré au témoin ; après, on observe une augmentation de T_{50} liée à l'accroissement

de la salinité alors que le seuil de la tolérance de la germination des akènes de *Centaurea eriophora* à la salinité correspond à 4 g/l.

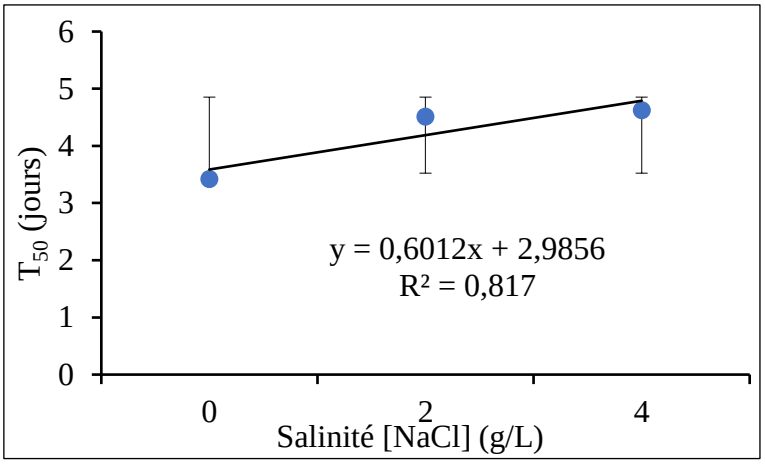


Figure 48 : Relation linéaire entre T_{50} germination et la salinité
Les intervalles de confiance ont été calculés au seuil de 5%.

Lors de l'analyse statistique de l'effet de stress salin sur les paramètres de germination des akènes de *Centaurea eriophora* avec l'application de test des comparaisons multiples de Duncan (tableau 33) il semble que :

- La durée de germination (DG) et le taux final de germination (TFG) sont significativement affectés par le stress salin avec $p < 0,01$ et $p < 0,005$ respectivement et que la valeur F correspond respectivement à 7,982 et 196,21.
- Le temps de latence (TL), le temps moyen de germination (TMG) et le temps moyen (T_{50}) présentent une relation non significative avec la salinité.

Tableau 33 : Effet de la salinité sur les paramètres de germination des akènes de *Centaurea eriophora* L. (moyenne ± ES, n = 3)

Salinité (g/l)	TL	DG	TFG	TMG	T50
0	2^{b}	$26,66 \pm 0,57^{b}$	85^{d}	$3,12 \pm 0,67^{a}$	$3,42 \pm 0,2^{a}$
2	3^{b}	$25,66 \pm 1,52^{b}$	$36,66 \pm 5,77^{c}$	$4,1 \pm 0,94^{a}$	$4,51 \pm 0,88^{a}$
4	$2,66 \pm 2,3^{b}$	$17,33 \pm 15,04^{b}$	$6,66 \pm 7,63^{b}$	$3,16 \pm 1,18^{a}$	$4,62 \pm 0,17^{a}$
6	0^{a}	0^{a}	0^{a}		
F		**7,982****	**196,21*****	**$1,04^{ns}$**	**$2,398^{ns}$**

Les lettres minuscules disposées en colonne indiquent des différences significatives et ce, pour chaque paramètre mesuré au niveau des différentes concentrations salines. Selon le test Duncan des comparaisons multiples les probabilités F sont indiquées par les symboles :

***** différences significatives à $p < 0,05$;

****** différences significatives à $p < 0,01$;

******* différences significatives at $p < 0,005$;

ns différences non significatives.

1.1.9. Effet du stress hydrique sur la germination

1.1.9.1. Temps de latence (TL)

L'analyse de la variance montre que le temps de latence (TL) est significativement influencé par le stress hydrique appliqué par différentes solutions de PEG_{6000} dont ($p < 0,05$) (tableau 34). Le TL devient important quand le potentiel hydrique diminue dans le milieu à partir de -0,47 MPa correspondant à 40 g/l de PEG avant qu'il fût fixe chez 5 g/l (-0,03 MPa), 10 g/l (-0,08 MPa) et 20 g/l (-0,19 MPa) avec une durée de 3 jours. Le TL le plus court est enregistré chez le témoin (0 g/l), avec une durée de 2 jours et le plus long est noté chez 80 g/l (-1,2 MPa) avec 6,66 jours. Suivant la figure 49, nous avons observé une moyenne corrélation entre le TL et le stress hydrique (R^2= 0,78).

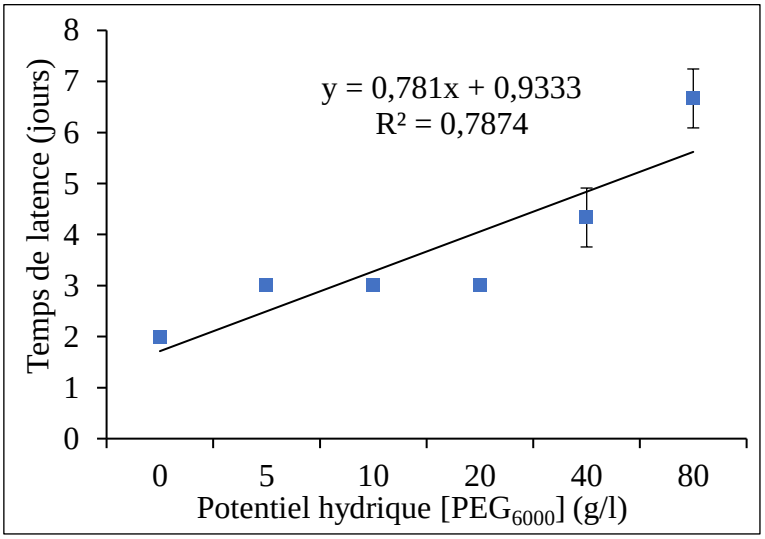


Figure 49 : Relation linéaire entre le temps de latence en fonction des différents potentiels hydriques **(***les intervalles de confiance ont été calculés au seuil de 5%).*

1.1.9.2. Durée de germination (DG)

Le tableau 34 montre que le potentiel hydrique, contrairement à d'autres paramètres, a un effet non significatif (*p >0,05*) sur la durée de germination (DG). Selon la figure 50, la DG la plus courte est enregistrée chez 80 g/l de PEG_{6000} avec une durée de 16,66 jours et la DG la plus longue est notée chez le témoin (0 g/l) soit une valeur de 26,66 jours approximativement. Il est à noter ainsi à travers la figure 50 que la DG présente une forte corrélation avec le potentiel hydrique avec un coefficient de détermination R^2 = 0,98.

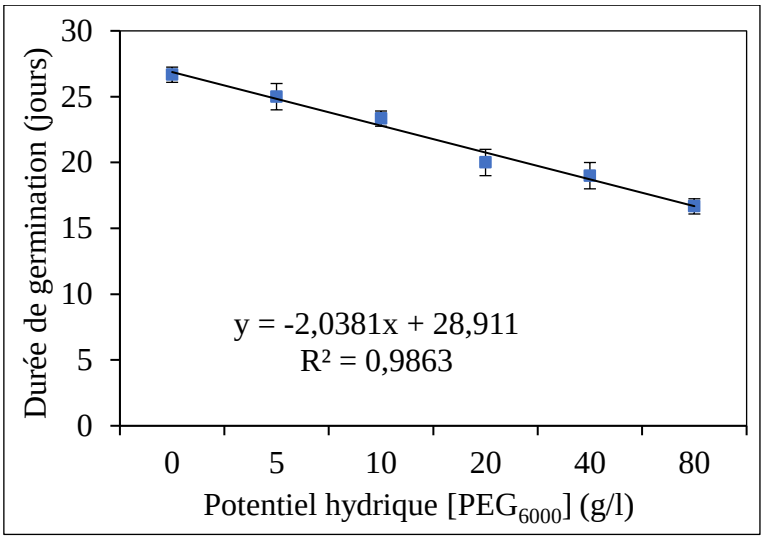


Figure 50 : Relation linéaire entre la durée de germination en fonction des différents potentiels hydriques (*les intervalles de confiance ont été calculés au seuil de 5%).*

1.1.9.3. Taux final de germination (TFG)

L'étude de l'effet du stress hydrique sur la germination des akènes de *Centaurea eriophora* est résumée par le graphe de la cinétique de germination (figure 51). En effet, nous avons constaté que la germination est possible entre 5 et 80 g/l correspondant successivement à -0,03 et -1,2 MPa. Elle s'inhibe à 120 g/l (-2.45 MPa).

La figure 51 montre que quelle que soit la concentration du PEG_{6000} utilisée, la courbe de germination est composée en trois phases :

- **Phase de latence :** elle correspond au temps nécessaire pour que les akènes commencent à germer ;
- **Phase exponentielle :** durant laquelle, nous constatons une augmentation progressive du pourcentage de germination en fonction du temps ;
- **Phase stationnaire :** le pourcentage de germination stabilise.

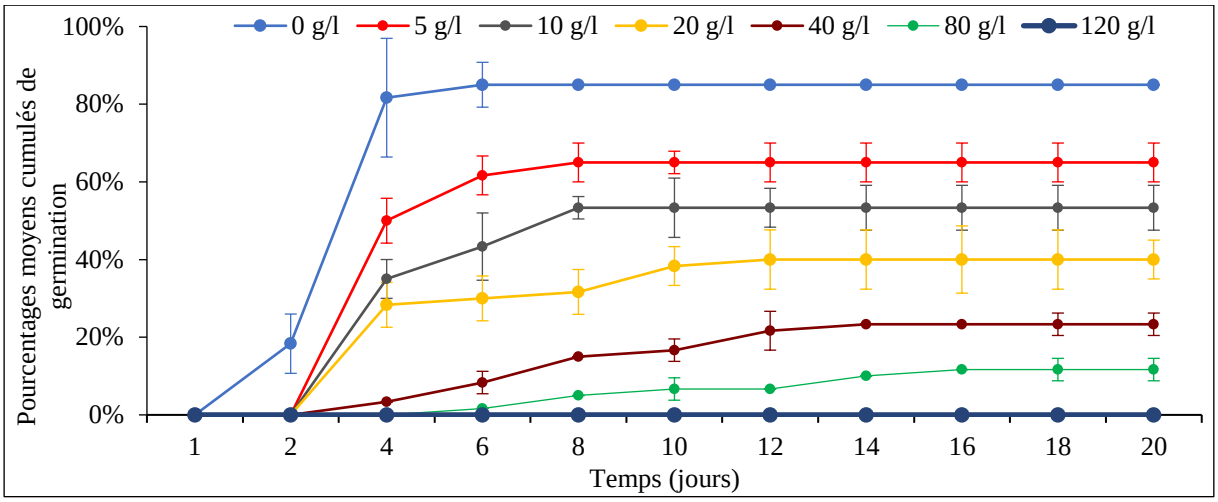


Figure 51 : Evolution des pourcentages moyens cumulés de germination aux différentes concentrations de PEG $_{6000}$ *(les intervalles de confiance ont été calculés au seuil de 5%).*

Le tableau 34 montre que le taux final de germination (TFG) est influencé significativement par le stress hydrique appliqué par différentes concentrations de PEG_{6000} ($p < 0,05$). En effet, la valeur du TFG diminue avec la diminution du potentiel hydrique, ce qui implique qu'il y a une relation inverse entre le TFG et le stress hydrique exprimé par g/l (figure 52). En plus, Le TFG le plus élevé pour *Centaurea eriophora* est enregistré chez le témoin avec 85%. Le seuil de tolérance au stress hydrique enregistré est de 80 g/1 de PEG_{6000}, soit un potentiel hydrique de -1,2 MPa.

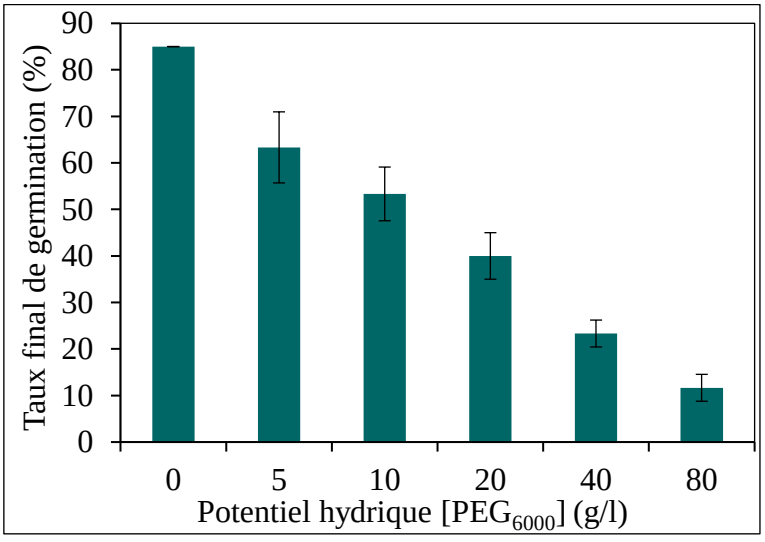


Figure 52 : Taux final de germination des akènes de *Centaurea eriophora* L. en fonction des différents potentiels hydriques *(les intervalles de confiance ont été calculés au seuil de 5%).*

1.1.9.4. Temps moyen de germination (TMG)

Pour la germination des akènes de *Centaurea eriophora* sous stress hydrique, nous constatons à travers le tableau 34 que le TMG augmente significativement ($p < 0,05$) avec l'augmentation du stress hydrique ; le temps le plus faible est enregistré chez le témoin avec une durée de 3,2 jours ; néanmoins, le TMG le plus long est noté chez 80 g/l avec 10,44 jours. D'après la figure 53, il semble que le TMG est corrélé fortement au potentiel hydrique avec $R^2 = 0,88$.

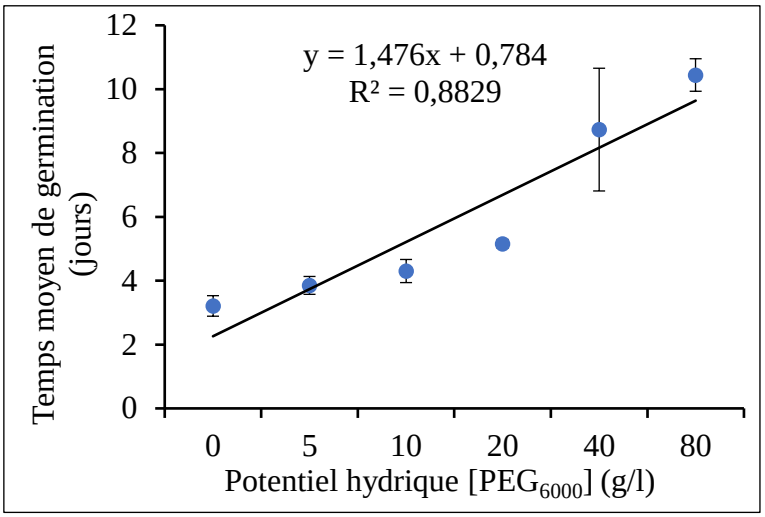


Figure 53 : Relation linéaire de temps moyen de germination en fonction différents potentiels hydriques. *(Les intervalles de confiance ont été calculés au seuil de 5%).*

1.1.9.5. Temps moyen (T50)

Le tableau 34 indique que le T_{50} est significativement affecté ($p < 0,05$) par le stress hydrique. Le plus faible T_{50} est enregistré chez le témoin pour 5,19 jours. Une forte corrélation existe entre le T_{50} et le potentiel hydrique avec $R^2 = 0,91$.

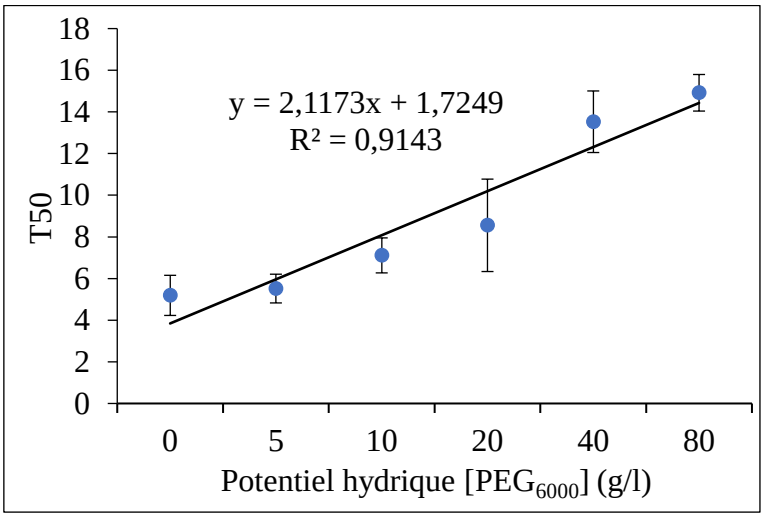


Figure 54 : Relation linéaire de T_{50} en fonction des différents potentiels hydriques *(Les intervalles de confiance ont été calculés au seuil de 5%).*

L'analyse statistique de l'effet du stress hydrique à l'aide des solutions de PEG_{6000} sur les paramètres de germination des akènes de *Centaurea eriophora* avec le traitement des résultats obtenus avec le test des comparaisons multiples de Duncan (tableau 34) nous ont permis de faire ressortir les constatations suivantes :

- Le temps de latence (TL), le taux final de germination (TFG), le temps moyen de germination (TMG) et le temps moyen (T_{50}) sont significativement affectés par le stress hydrique avec $p < 0,05$ et les valeurs de F correspondantes sont 73,2 ; 89,54 ; 13,83 et 30,94 respectivement.

- La durée de germination (DG) présente une relation non significative avec le potentiel hydrique et la valeur F égale 0,885.

Tableau 34 : Effet du stress hydrique sur les paramètres de germination des akènes de *Centaurea eriophora* L. (moyenne ± ES, n = 3)

Potentiel hydrique (g/l)	TL	DG	TFG	TMG	T_{50}
0	2^{a}	$26,66 \pm 0,57^{a}$	85^{f}	$3,21 \pm 0,32^{a}$	$5,19 \pm 0,96^{a}$
5	3^{b}	25 ± 1^{a}	$63,33 \pm 7,63^{e}$	$3,85 \pm 0,28^{a}$	$5,51 \pm 0,69^{a}$
10	3^{b}	$23,33 \pm 0,57^{a}$	$53,33 \pm 5,77^{d}$	$4,30 \pm 0,36^{a}$	$7,11 \pm 0,84^{ab}$
20	3^{b}	21 ± 1^{a}	40 ± 5^{c}	$5,15 \pm 0,13^{a}$	$8,53 \pm 2,21^{b}$
40	$4,3 \pm 0,57^{c}$	19 ± 1^{a}	$26,66 \pm 2,88^{b}$	$8,73 \pm 1,92^{b}$	$13,52 \pm 1,47^{c}$
80	$6,66 \pm 0,17^{d}$	$16,66 \pm 0,57^{a}$	15^{a}	$10,44 \pm 0,5^{c}$	$14,91 \pm 0,87^{c}$
F	**73,2***	**$0,885^{ns}$**	**89,547***	**13,843***	**30,944***

Les lettres minuscules disposées en colonne indiquent des différences significatives et ce, pour chaque paramètre mesuré au niveau des différents potentiels hydriques. Selon le test Duncan des comparaisons multiples les probabilités F sont indiquées par les symboles :

***** différences significatives à $p < 0.05$;

ns différences non significatives.

2. Discussion

2.1. Etude écologique

2.1.1. Etude pédologique

L'ensemble des caractères physico chimiques des échantillons de sols retenus ont contribué de tirer les particularités suivantes :

Les échantillons de sol retenus ont été prélevés de l'horizon de surface (profondeur ≤ 20 cm). Selon Aubert (1989), la composition de cet horizon surtout en région méditerranéenne, joue un rôle très important sur le comportement de la végétation. Vu les perturbations humaines, agricoles ou pastorales, la plupart des descripteurs du sol concernent surtout l'horizon superficiel (Devineau, 2001).

Le taux d'humidité des échantillons de sol prélevés de la zone d'étude se trouve moins important en comparaison avec d'autres travaux comme (Bouterfas, 2011) et (Ouici, 2019). Ceci est expliqué par le fait que la période de prélèvement des échantillons de sol coïncide avec des précipitations faibles ; de plus, les relevés ou les échantillons de sol sont prélevés se situent dans le versant sud qui est exposé à l'illumination et aux vents chauds ce qui entraine l'évaporation de l'humidité. La teneur de l'humidité dépend de la nature du sol, de sa richesse en matière (Aubert, 2003)

Le potentiel hydrogène (pH) qui caractérise les échantillons de sol est de deux types principaux : voisin à la neutralité et légèrement alcalins, néanmoins nous notons la présence de sols légèrement acides. Le pH n'est pas une caractéristique stable du sol, mais dépend des différents cations absorbés, de la nature de la couverture végétale ainsi que des conditions climatiques (Dajoz, 1982) ; il est lié aussi à la quantité du calcaire présente dans le sol et dépend de la présence du complexe argilo humique (Huetz Delemps, 1980).

Les résultats de la conductivité électrique indiquent des sols non salés dans l'ensemble des échantillons de sol retenus, le taux des sels solubles dans les sols est en fonction de la profondeur, de la texture, de l'évapotranspiration ainsi que de l'humidité du profil (Bendaanoun, 1981).

Le taux de la matière organique est très variable dans la mesure où la majorité des échantillons de sols sont riches en matière organique et d'autres sont moyennement organiques. Les quantités appréciables de matière organique enregistrées s'expliquent par l'existence des débris des cheptels dans la plupart des relevés choisis. La quantité de la matière organique dépend de

l'âge et du type du groupement végétal, mais aussi de l'abondance des éléments grossiers, ces derniers ayant pour effet de concentrer le système racinaire et les substances organiques dans les interstices (Stambouli, 2010).

Comme la teneur en matière organique, les taux de calcaire total et actif présents dans les échantillons du sol restent très hétérogènes, de modérément à peu calcaires Cette teneur est liée à la nature de la roche mère. La présence de calcaire confère au sol des caractéristiques spécifiques en termes de comportement physique et chimique et influe sur son activité biologique, expliquant ainsi l'installation des garrigues qui résultent des dégradations des formations forestières (Benabdelli, 1983).

2.1.2. Etude de la composition floristique

L'étude de la composition floristique a permis de ressortir les constatations suivantes :

La richesse spécifique représentée par le nombre d'espèces dans un territoire défini sur un relevé floristique est la première approche à exécuter pour évaluer la biodiversité (Quézel *et al.,* 1988). Cette richesse présente une distribution assez hétérogène avec une différence de 31 espèces entre la valeur minimale (10 espèces au relevé R2) et maximale (41 espèces au relevé R10). Cette inégalité témoigne de la variabilité de la répartition de la flore en relation avec les différents facteurs du milieu, tel que le sol, l'exposition ou l'action anthropozoogène. Selon la classification de Daget et Poissonet (1991, 1997), cette flore peut être qualifiée de moyenne avec une valeur moyenne de 20 espèces par station. En effet, suite aux longues perturbations de l'écosystème, l'action anthropique favorise les dégradations conduisant jusqu'à l'extinction de certaines espèces. Sheuyange *et al.* (2005) ont montré que ces changements, en termes de composition et de richesse en espèces végétales, sont plus remarquablement exprimés par le biais de la variabilité spatiale. Selon les mêmes auteurs, c'est essentiellement la variation de la pluviométrie qui conditionne la répartition spatiale des espèces végétales.

Du point de vue de la composition systématique, nous avons constaté la prédominance de deux familles (les Astéracées avec 26 espèces et les Poacées avec 17 espèces) suivies par les Lamiacées et la Fabacées avec 16 et 14 espèces respectivement. Cette représentation de familles est comparable à celles de Baraka (2008), Bouterfas (2011), Saidi (2017) et Ouici (2019) qui ont réalisé des inventaires floristiques à des espèces comprises entre 72 et 190 appartenant aux deux versants du Djebel Tessala.

La composition du spectre biologique accuse une prédominance des thérophytes sur les hémicryptophytes, phanérophytes, chamaephytes et géophytes. Cette proportion élevée des thérophytes (43 %) s'explique par les conditions édaphiques (sol léger et bien aéré) et surtout microclimatique : périodes hivernale et printanière relativement humides alternant avec une période assez prolongée de sécheresse (Henaoui, 2007). La prédominance des thérophytes dans les stations dégradées exposées à l'impact anthropozoogène et l'aridité a été également signalée dans certains travaux réalisés dans la région ouest d'Algérie comme ceux de Bekkouche *et al.* (2013) et de Hachemi *et al.* (2014). Floret *et al.* (1990) ont également signalé que plus un système est influencé par l'homme (surpâturage, culture) plus les thérophytes prennent de l'importance, ce qui témoigne la forte pression anthropique que subit la zone d'étude.

En plus de l'anthropisation, la thérophytisation trouvait son origine dans le phénomène d'aridité. Barbero *et al.* (1990) présentent la thérophytie comme étant une forme de résistance à la sécheresse ainsi qu'aux fortes températures des milieux arides et semi arides. Plusieurs auteurs soulignent que les thérophytes sont le type biologique qui dépend directement des précipitations (Quézel, 1965 ; Carrière, 1989 ; Akpo et Grouzis, 1992 ; Monod, 1992). D'autres accordent leur existence à l'état de la surface du sol (Nègre, 1966 ; Kadi Hanifi, 2003). Grime (1977) a noté que leur présence est en relation aux perturbations des milieux. En effet, Monod (1992) indique que les thérophytes ne présentent pas d'adaptations morphologiques particulières à l'aridité. Elles échappent aux conditions extrêmes par l'état des akènes.

Malgré l'importance des thérophytes, les chamaephytes prennent un rang particulièrement important dans la zone d'étude par leur présence de 18 %. Ce type biologique est décrit comme étant le mieux adapté à l'aridité et s'installe proportionnellement au fur et à mesure qu'il y a des dégradations au niveau des milieux forestiers (Ghezlaoui, 2011). Les hémicryptophytes se placent en troisième position avec un taux de présence équivalent à 17 %. Barbero *et al.*, (1989) expliquent l'abondance des hémicryptophytes au Maghreb, par une grande richesse en matière organique et par l'altitudes.

Les phanérophytes sont représentés par 13 % des espèces inventoriées. Ils sont moins adaptés à la sécheresse que les géophytes, parce que les phanérophytes sont plus xérophiles (Benabadji et Bouazza, 2001). Les géophytes sont beaucoup moins importantes, en effet, leur faible proportion est en relation avec un gradient défavorable (rigueurs climatiques) favorisant le développement des espèces à cycle de vie court (Aidoud, 1983). Ces variations des spectres biologiques sont liées essentiellement aux variations locales des paramètres bioclimatiques

ainsi qu'aux pressions multiples exercés par l'homme et l'animal (Sauvage, 1961). Elles reflètent bien le lien entre les types biologiques dominant un spectre, le degré de dégradation de l'environnement et les contraintes associées à chaque milieu particulier (Verlaque *et al.,* 2001 ; Latrèche et Mehdadi, 2006).

Le type biogéographique dominant dans les relevés échantillonnés est le Méditerranéen avec une représentation de 36,42 % des espèces recensées, suivi par l'Ouest Méditerranéen avec une présence de 10,49 % et l'Européen Méditerranéen avec un taux de 6,17 %. Le type Méditerranéen Atlantique vient par la suite avec 4,94 % des espèces recensées. Ces chiffres confirment bien l'appartenance du territoire étudié à la flore méditerranéenne (Quézel, 1979). Les autres ensembles malgré leurs faibles précipitations, contribuent à la diversité et à la richesse du potentiel phytogéographique de la zone d'étude et subventionnent la richesse des essences en région méditerranéenne (Quézel *et al.*, 1999).

Concernant la morphologie, les formations végétales des relevés échantillonnés sont marquées par une nette dominance des espèces herbacées annuelles, suivies par les herbacées vivaces et les ligneuses vivaces. Les herbacées bisannuelles sont en dernière place. L'accroissement des herbacées annuelles est dû à l'envahissement des thérophytes qui sont généralement des herbacées annuelles. Romane (1987) a noté qu'il y a une bonne corrélation entre les types biologiques et de nombreux caractères phéno morphologiques. La propagation des herbacés annuelles et des herbacées vivaces reflètent ainsi une dégradation intense dans les relevés étudiés. Dans les régions semi arides et arides, où le surpâturage et l'agriculture induisent les changements structuraux et fonctionnels sue les formations végétales naturelles, toute réduction accentuée du couvert des espèces vivaces peut générer des modifications de la composition floristique et faire déclencher et accélérer les phénomènes de l'érosion édaphique (Kaya et Raynal, 2001 ; Gondard *et al.*, 2003)

En ce qui concerne la fréquence d'apparition, *Calycotome spinosa* Link, *Chamaerops humilis* L. s'imposent comme des espèces très constantes à travers leur présence presque dans tous les relevés. Les espèces rares et très rares constituent la majorité des taxons inventoriés. Alors que l'espèce faisant l'objet de cette étude *Centaurea eriophora* L. est considérée comme rare localement au niveau de la zone d'étude. Nos résultats rejoignent ceux de Ouici (2019) où *C. eriophora*, dans le même site d'étude, est classée comme rare. Ceci atteste les travaux de Quézel et santa (1962, 1963) qui ont signalé que cette espèce présente en Algérie le statut d'espèce assez rare. Selon Gégout (1995), la rareté d'une espèce peut être due à plusieurs raisons : elle

est caractéristique d'un autre milieu et y donc par accident ; elle est naturellement rare, sa fréquence est très faible dans toutes les conditions écologiques. Pour expliquer les causes de dégradation du statut patrimonial de *C. eriophora* entre les données antérieures de Quézel et Santa (1962 ; 1963) et nos résultats obtenus actuellement, il est nécessaire de noter l'implication de certains facteurs biotiques et abiotiques à savoir les changement climatiques (Guinochet, 1973 ; Mathez *et al.,* 1985), l'action anthropozoogène de toutes formes (Chérifi, *et al.,* 2011 ; Fertout, *et al.,* 2015 ; Chérifi, *et al.,* 2021) y compris le pâturage intensif et extensif, le basculement des sites naturels en terrains à vocation agricole, les feux et d'autres encore plus ou moins aggravants.

2.1.3. Analyse statistique

Les traitements statistiques des données par A.F.C et C.H.A ont pu fournir des informations supplémentaires pour ressortir les caractéristiques de l'habitat de Centaurea eriophora L. à travers l'interprétation des résultats pédologiques et floristiques.

L'A.F.C a permis de mettre en évidence trois groupes réparties sur les deux côtés de l'axe F1. Le groupe Gr1 indique les caractéristiques majeures du cortège floristique de l'habitat de *Centaurea eriophora* L. Ce dernier est marqué du point de vue floristique par l'installation des peuplements témoignant d'une dégradation dont l'origine est l'effet anthropozoogène exercé par l'homme et son troupeau d'une part et l'agressivité du climat d'autre part (Cherifi *et al.*, 2011, 2014). Ces éléments sont interprétés par l'absences des espèces ligneuses, la dominance des thérophytes avec les herbacées annuelles et la prédominance du type méditerranéen. Floret et al. (1990) signalent plus un système est influencé par l'homme (pâturage, culture) plus les thérophytes et les hémicryptophytes prennent de l'importance. Dans notre cas, le type biologique le plus important est représenté par les thérophytes, ce qui témoigne la forte pression anthropique. Ce type biologique fait preuve de la résistance aux périodes sèches à forte température. Généralement, *Centaurea eriophora* L. se développe parfois sur des garrigues à *calycotome spinosa* Link. Mais, souvent, elle présente en emplacement chauds, ensoleillés et moins importants en termes de recouvrement végétal.

La classification hiérarchique ascendante (C.H.A) aboutit à la catégorisation des relevés d'échantillonnage en trois groupes selon leur similarité, c'est également ce que Hakemi (2020) a conclu. Cette classification a fait ressortir une grande hétérogénéité dans la structure écologique et une importante phytodiversité de la zone d'étude ce qui revient principalement

aux différentes conditions écologiques : sol, type de végétation et paramètres stationnels (Bouterfas, 2011).

2.2. Etude de la germination des akènes de *Centaurea eriophora* L.

Les résultats obtenus montrent que les akènes de *Centaurea eriophora* sont viables dans la mesure où leur germination est possible dans une large gamme de température qui s'étend de 10 à 35 °C. Ces résultats sont en accord avec ceux obtenus par Zarghani *et al*. (2014) qui ont rapporté que les graines de *Matricaria aurea*, *Cynara scolymus* et *Achillea millefolium* germent dans une large gamme de température s'étendant entre 10 et 35 °C ; en effet, il fallait noter que ces espèces appartiennent à la famille des astéracées et aussi caractéristiques des régions arides et semi arides. L'optimum thermique de germination pour *C. eriophora* se situe entre 15 °C et 25 °C avec un taux maximal de germination enregistré à 20 °C. Il a été noté dans les travaux de Kazuo *et al.* (2006) que *Artemisia ardosica et Artemisia sphaerocephala* présentent un optimum de germination à 20 °C pareillement à *C. eriophora*. Dans l'intervalle thermique déjà précisé sont notés le temps moyen 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 *($p < 0,05$).* Nos données rejoignent également les travaux de Ruiz De Clavijo (2000) ainsi que d'autres études décrivant la germination des akènes des espèces du genre de *Centaurea* tel *Centaurea solstitialis* (Young *et al.,* 2005), *Centaurea virgata* (Turkoglu *et al.,* 2005) et *Centaurea calcitrapa* (Pitcairn *et al.,* 2009). Alvarado et Bradford (2002) ont constaté qu'avec l'augmentation de la température jusqu'à l'optimum, le taux de germination augmentait et diminuait par la suite. Une telle tendance a été observée pour l'espèce de cette étude. Après 20 °C, il y a eu une réduction progressive du taux de germination de *Centaurea eriophora*.

L'inaptitude de *Centaurea eriophora* de germer à 5 °C et à 35 °C est reportée chez certaines espèces de genre *Centaurea* que leur germination ne peut être établie sur les mêmes conditions climatiques, citons par exemple *Centaurea melitensis* (Bain, 2013) et *Centaurea diffusa* (Clements, 2010). De plus, les résultats de Wu *et al.* (2007) sur la vergerette à feuilles de lin (*Conyza bonariensis* L. Cronquist) (une astéracée annuelle ou vivace à vie courte) ont indiqué qu'il n'y avait pas d'activité de germination à 5 et 35 °C pour cette espèce. En effet, La diminution de la germination des akènes à basse température est fortement liée à la diminution du taux final de germination, tandis qu'en haute température la germination est associée à des teneurs élevées en acide abscissique endogène inhibiteur du processus de germination (Toyomasu *et al.,* 1993 ; Zarghani *et al.,* 2014). Généralement, comme le taux de germination diminue à basse température, la période entre la date de semis et la levée augmentera (Berti et Johnson, 2008).

Le taux moyen de germination (TMG), également, varie significativement avec la température dans l'étude ($p < 0,05$). Le TMG le plus faible a été observé à 30 °C, tandis que le TMG le plus élevé a été obtenu à 10 °C ce qui correspond à un processus de germination plus lent. Bambo *et al.* (2015) ont signalé que les faibles temps moyens de germination indiquant une germination rapide caractérisent les espèces qui peuvent s'établir dans habitat le plus rapidement possible. Le temps de latence (TL) est ainsi influencé par la température ; cependant, le plus court temps de démarrage de germination de *Centaurea eriophora* a été noté à 20 °C en moins de 48 heures. Cela s'exprime par le mécanisme d'imbibition rapide qui s'est engendré aux akènes. En fait, ce processus est représenté par la succession de trois phases : au début, une absorption rapide de l'eau, puis, une brève réduction dans l'absorption d'eau ce qui représente une phase dite « phase plateau » et enfin une augmentation subséquente de la teneur en eau synchronisant avec la croissance et l'élongation des radicules émergées (Boyers, 1987 ; Bradford, 1990). En outre, le plus long temps de latence remarqué à travers les essais indique que la germination des akènes de *Centaurea eriophora* ne commence qu'après une longue période de latence notamment aux températures très basses.

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). De plus, les effets des solutions de NaCl sur la germination des akènes peuvent résulter du potentiel osmotique de la solution avec plusieurs manières : en ne permettant pas l'absorption d'eau, ou de la composition ionique du soluté ou de l'agissement des deux simultanément (Redmann, 1974 ; Ryan *et al*., 1975 ; Katambe *et al.,* 1998 ; Bajji *et al,* 2002 ; Song *et al.,* 2005 ; Zhou et Xiao 2010 ; Dias *et al.,* 2015). L'étude de l'effet de la salinité sur la germination de *Centaurea eriophora* a montré que le taux maximal de germination final a été enregistré chez le témoin (0 g/L) avec un pourcentage de 85%. Au-delà de cette concentration, nous avons constaté une diminution significative ($p < 0,05$) du taux final de germination par rapport à l'augmentation des concentrations de NaCl au cours des essais. La germination a été complètement inhibée à 6 g/L de NaCl pour *C. eriophora*. Ces résultats sont conformes avec ce que Houle *et al.* (2001) qui ont signalé à travers leurs essais de germination sur les akènes d'*Aster laurentianus* (Asteraceae) sous l'effet de différentes concentrations de sel de mer. De plus, il a été noté que la réduction de la capacité de germination des akènes est généralement observée chez les faibles et même les niveaux modérés de salinité, avec un arrêt de la germination aux concentrations les plus élevées en sels

(Gorai et Neffati, 2007); c'est subséquemment le cas de *Centaurea eriophora* et de plusieurs espèces comme *Polypogon monspeliensis* (espèce d'intérêt économique et écologique en Tunisie) (Atia *et al.,* 2010) ; *Symphyotrichum laurentianum* (espèce halophyte menacée) (Stephen *et al.,* 2011) ; *Achillea fragrantissima* (plante désertique) (Alatar, 2011) ; *Helianthus annuus* (plante cultivée) (Wu *et al.,* 2015) ; *Scorzonera hispanica* (espèce rare endémique méditerranéenne) (Dias *et al.,* 2015).

En termes de l'effet de la salinité sur la germination des akènes de *Centaurea eriophora,* il existe bel et bien des différences significatives entre les différentes concentrations de NaCl et la durée de germination. De plus, ce paramètre et d'après les résultats obtenus, présente une corrélation positive avec l'accroissement des concentrations salines. Selon Debouba *et al.* (2012), le comportement germinatif représenté par la durée de germination étudiée chez *Cenchrus Ciliaris* L. (Poacée thérophyte rare en Tunisie) sous l'influence de la salinité, montre une certaine ressemblance avec *Centaurea eriophora*. L'augmentation de la concentration de NaCl a provoqué chez les akènes de *Centaurea eriophora*, un allongement de la durée de germination. D'après Ben Miled *et al.* (1986), ce retard s'explique par le temps nécessaire aux graines pour déclencher les mécanismes permettant d'ajuster leur pression osmotique. Ce retard pourrait être dû à la détérioration 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 engendrant 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). Selon nos données acquis et comparativement avec les travaux de Ungar (1978 ; 1996), la réponse des akènes de *Centaurea eriophora* vis à vis au stress salin suggère que l'effet inhibiteur le plus fréquent est d'une origine osmotique, une telle réponse peut être qu'elle soit en relation avec l'effet inhibiteur des solutions à faible potentiel osmotique ou à la toxicité ionique (Poljakoff Mayber *et al.,* 1994 ; Katembe *et al,* 1998 ; Panuccio *et al.,* 2014).

La tolérance de la germination des akènes de *Centaurea eriophora* dans les conditions salines est enregistrée au-dessous de 100 mmol/l (< 6 g/l de NaCl), ce qui indique que *C. eriophora* présente une sensibilité à la salinité. A l'opposé, d'autres travaux comme ceux de Nosratti *et al.* (2017) ont confirmé que la germination des akènes de *Centaurea iberica* Trev. ex Spreng. présentent une résistance au stress salin jusqu'à 450 mmol/l. Néanmoins, le comportement

germinatif des akènes de *Centaurea eriophora* vis-à-vis la salinité pourrait être aussi 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).

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 (Kaya *et al.,* 2006 ; Amara *et al*., 2013 ; Rios Rojas *et al*., 2014 ; Zhou *et al*., 2015, Lin *et al.,* 2017). 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.

Dans l'objectif de la détermination des conditions optimales de germination de *Centaurea eriophora,* nous avons ainsi confectionné des tests de germination en utilisant différentes concentrations de solution de PEG_{6000} pour simuler le comportement des akènes en conditions de sècheresse. Et par conséquence, nous avons constaté que le stress hydrique affecte significativement les paramètres de germination étudiés chez *Centaurea eriophora,* à savoir : le taux final de germination, le temps de latence, le temps moyen de germination et le tempsmoyen T_{50}. Cependant, le taux maximal de germination, obtenu à la fin de test, a été enregistré chez le témoin (0 g/l), ensuite, il a diminué progressivement avec l'accroissement des concentrations en PEG traduisant une diminution du potentiel hydrique dans le milieu. Ces résultats sont en accord avec ceux rapportés par khan *et al.* (1987) ; Jorenush et Rajabi (2015) ; Nosratti *et al.*, (2017) et Yuan et Wen (2018) qui ont signalé que les akènes de *Chrysothamnus nauseosus, Cynara Scolymus, Centaurea iberica, Crassocephalum crepidioides, Conyza canadensis* et *Ageratum conyzoides* sont positivement affectés par le potentiel hydrique et que

ces graines germent mieux en absence de stress. Ces constatations rejoignent également les travaux de Dadach (2016) ayant utilisé le PEG_{6000} comme agent osmotique sur des graines des espèces appartenant à la famille des Lamiacées prélevées de la même zone d'étude. La réponse des graines au stress hydrique inclue une série des processus cellulaires, physiologiques, moléculaires et biochimiques (Shinozaki *et al.,* 2007). En effet, la réduction du taux final de germination peut être due à une altération des enzymes et des hormones présentes dans la graine (Bewley et Derek, 1943 ; Botia *et al.,* 1998 ; Albacete *et al.,* 2014). 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 non seulement par la diminution du taux final de germination et la durée de germination, mais aussi par l'allongement du temps moyen de germination. Ceci s'explique, d'une part, par le fait que les graines ne peuvent plus absorber suffisamment d'eau présente dans leur environnement ; et d'autre part, par la caractérisation du climat méditerranéen, dont la pluie tombe imprévisiblement et probablement elle n'est pas suffisante pour maintenir la teneur en eau du sol dans une valeur critique qui favorise la germination. De plus, ce comportement a été également mentionné chez plusieurs espèces de la famille des Astéracées dans les travaux de Larson et Kiemnec (1997) ; Zare et Moosavi (2020).

Le seuil de tolérance de la germination des akènes de *Centaurea eriophora* au stress hydrique a été enregistré chez 80 g/l (-1,2 MPa) avec un TFG de 15%, alors que la valeur limite de potentiel hydrique pour laquelle les akènes ne germent plus se situe à 120 g/l qui correspond à un potentiel hydrique de -2,45 MPa. Ces résultats indiquent que les akènes de *C. eriophora* présentent un bon mécanisme de résistance à la sécheresse.

Conclusion et perspectives

Conclusion et perspectives

L'objectif de notre travail était de réaliser une étude sur *Centaurea eriophora* L., une astéracée peuplant le mont de Tessala (secteur oranais) à travers la caractérisation de son autoécologie et d'évaluer les conditions de germination de ses akènes en vue de sa conservation *ex-situ.*

Dans le présent travail, nous avons étudié l'autoécologie de *C. eriophora* tout en évaluant la phytodiversité de la zone d'étude. Dans ce concept, nous n'avons pu réaliser que 38 relevés floristiques bien que d'autres relevés ont été négligés en raison de problèmes d'accessibilité et de sécurité. En effet, nous avons comptabilisé 161 espèces, réparties en 41 familles de plantes vasculaires présentant un remarquable potentiel phytoécologique qu'abrite le site d'étude et dont 140 forment le cortège floristique de *Centaurea eriophora* L. Ce cortège est caractérisé par la prédominance des Asteracées et des thérophytes.

L'étude de l'habitat de *Centaurea eriophora* L. a fait montrer que cette plante se développe beaucoup plus sur les pelouses ensoleillées ou au bord des champs des céréales à des altitudes et des pentes différentes. Cette espèce se trouve parfois associée à des peuplements de garrigues à *Calycotome spinosa*, à *Chamaerops humilis* et à *Asphodelus microcarpus*. Elle supporte mieux les sols légers à texture limoneuse équilibrée, caractérisés par un pH plutôt neutre, un taux élevé de matière organique et des valeurs modérées de calcaire.

L'analyse floristique nous a permis de considérer l'espèce étudiée comme « rare » dans la zone d'étude ; raison pour laquelle nous avions été amené à privilégier sa conservation en investiguant ses conditions optimales de germination.

A l'instar des résultats obtenus, les akènes de *Centaurea eriophora* L. sont viables et non dormantes. Elles sont capables de germer dans une gamme de températures comprise entre 10 °C et 35 °C et que l'optimum thermique de germination correspond à 20 °C.

Par ailleurs, nos résultats ont fait ressortir l'effet dépressif du stress salin et du stress hydrique sur la germination des akènes. Cependant, *Centaurea eriophora* L. est plus résistante au stress hydrique que le stress salin, ce qui limite sa distribution naturelle.

Les résultats de cette étude fournissent des informations pertinentes sur les exigences de germination qui sont nécessaires pour élaborer des plans de conservation et de restauration, mais cela nécessite des investigations supplémentaires pour mieux comprendre les mécanismes

physiologiques de cette espèce qui lui permettent de survivre dans les conditions environnementales naturelles limitantes dans les régions semi-arides et arides.

Bien que les conséquences du changement climatique soient inévitables, des efforts, des mesures et des stratégies de conservation doivent être entrepris pour compenser ces effets négatifs. Dans ce contexte, nous recommandons de développer des méthodes et des protocoles concernant la manipulation correcte des graines collectées, les conserver et les classer en fonction de leur comportement de stockage. Il serait souhaitable de poursuivre cette étude en abordant les effets de la température, du stress hydrique et salin sur les autres stades du développement de *C. eriophora*. Le suivi de l'effet des températures de stockage sur la viabilité des akènes de *Centaurea eriophora* L. constitue aussi une voie de recherche intéressante à explorer dans le cadre de sa biologie de conservation.

Il serait également important de suivre la dynamique des populations de *C. eriophora* dans son habitat et employer ces données dans une étude prospective sur le devenir des populations de cette espèce en cas de continuité ou de dégradation des facteurs caractérisant la zone d'étude.

Références bibliographiques

Références bibliographiques

1. **Aboura, R. (2006).** Comparaison phyto écologique des Atriplexaies situés au nord et au sud de Tlemcen. Mémoire de Magister en biologie, Université Abou Bakr Belkaid, Tlemcen.

2. **ABRS. (2015).** Flora of Autralia (Vol. 37. *Asteraceae* 1). (A. b. study, Éd.) Malbourne: Canberra; and CSIRO Publishing.

3. **Adjoudj, A., (2019).** Autoécologie et Biologie de la Conservation de *Phlomis crinita* (*Lamiaceae*) des Monts de Tessala, Algérie Occidentale. Thèse de doctorat, Université Djilali Liabes, 162 p.

4. **Affre L., Thompson J.D., Debussche M., (1995).** The reproductive biology of the Mediterranean endemic *Cyclamenba learicum* Willk. (*Primulaceae*). *Bot. J. Linn. Soc*., 118 : 309–330.

5. **Afnor. (1987).** Qualité des sols. Méthodes d'analyses. Recueille des normes françaises. Paris : Afnor.

6. **Akpo, L. E, Grouzis, M., (1992).** Effets de l'arbre sur la production et la qualité des pâturages sahéliens. Séminaire : Bilan sur les recherches relatives au sylvopastoralisme au Sahel. *UNESCO IRCS* Sahel1 République d'Allemagne, Dakar.

7. **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.

8. **Alatar, A. A., (2011).** Effect of temperature and salinity on germination of *Achillea fragrantissima* and *Moringa peregrina* from Saudi Arabia. *African Journal of Biotechnology*, 10(17) : 3393-3398.

9. **Albacete, A. A., Martínez Andújar, C., Pérez Alfocea, F., (2014).** Hormonal and metabolic regulation of source sink relations under salinity and drought: From plant survival to crop yield stability. *Biotechnology Advances*, 32(1):12-30.

10. **Alcaraz, C. (1982).** La végétation de l'ouest algérien. Thèse d'état, Perpigan.

11. **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.

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

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

14. **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.

15. **Atia, A., Smaoui, A., Barhoumi, Z., Abdelly, C., Debez, A., (2010).** Differential response to salinity and water deficit stress in *Polypogon monspeliensis* (L.) Desf. provenances during germination. *Plant Biology,* 13 ; 541–545.

16. **Aubert, G. (1989).** La classification des sols. Maeseille, France: Université Saint Jérôme.

17. **Aubert, G., (1978).** Méthodes d'analyses des sols (2e éd). (CNDP Ed). Marseille. 199 p.

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

19. **Bachir Bouiadjra S., Elzerey W., Benabdeli K. (2011).** Etude diachronique des changements du couvert végétal dans un écosystème montagneux par télédétection spatiale : cas des monts du Tessala (Algérie occidentale). *Physio Géo* (*Géographie Physique et Environnement*)., l5 : 211-225.

20. **Bagnouls, F., & Gaussen, H. (1957).** Les climats et leurs classifications. *Annales de géographie*, 66(355), 193-220.

21. **Bain, K.L. (2013).** Differences in Temperature Responses of Achene Types in *Centaurea melitensis*. *A Journal of Transdisciplinary Writing and Research from Claremont Graduate University*, 3(1): 1-16.

22. **Bajji, M., Kinet, J. M., Lutts, S,. (2002).** Osmotic and ionic effects of NaCl on germination, early seedling growth, and ion content of *Atriplex halimus* (*Chenopodiaceae*). *Canadian Journal of Botany*, 80(3): 297–304.

23. **Barbault R. (1997).** Biodiversité : Introduction à la biologie de la conservation, Ed. Saint honoré, paris.

24. **Barbault, R. (1995).** Ecologie des peuplements Structure et Dynamique de la biodiversité. Masson.

25. **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. *Vegetation*, 87, 151-173.

26. **Begon, M., Harper, J. L., & Townsend, C. R. (1996).** Ecology. Individuals, populations and communities (Éd. 3e). Oxford: Blackwell Scientific Publications,

27. **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, Universié d'Es Senia, Oran.

28. **Beloued, A., (1998).** Plantes médicinales d'Algérie. (Office de publications Ed), Alger, 184 p.

29. **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.*

30. **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. Thèse de doctorat en biologie, Université Djilali Liabes, Sidi Bel Abbès.

31. **Benabdelli, K. (1998).** Protection de l'environnement, quelques bases fondamentales appliquées et réglementaire présentation d'une expérience réussie. Sidi Bel Abbés : Édit. Graphi. Pub.

32. **Benoit, G., & Comeau, A. (2005).** Méditerranée, les perspectives du plan bleu pour l'environnement et le développement. Plan Bleu et Aube Eds., 432 p.

33. **Benyahia, M., Benabdelli, K., & Mouaden, K. (2001).** Géologie, pédologie et systèmes de production dans les monts de Tessala (sidi Bel Abbés). *Rev. Sciences de la nature et de l'environnement : Ecosystèmes*, 70-75.

34. **Benzecri, J. P. (1973).** L'analyse des données. Tome II. L'analyse des correspondances. Paris : Dunod.

35. **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

36. **Berti, M.T., Johnson, B.L., (2008).** Seed germination response of cuphea to temperature. *Industrial Crops and Products,* 27 : 17–21.

37. **Bestaoui, K. (2001).** Contributions à une études syntaxonomique et écologique des matorrals de la région de Tlemcen. Thèse de magister en biologie, Université Abou Bakr Belkaid, Faculté des Sciences, Tlemcen.

38. **Bewley, J. D. (1943).** Seeds: physiology of development and germination (Ed 2). Springer Science + Business Media, LLC., 451 p.

39. **Blanc, L. (2000).** Données spatio temporelles en écologie et analyse multi tableaux : examen d'une relation. Thèse de doctorat, Université Claude Bernard, Lyon.

40. **Blondel, J. (2005).** Biodiversité et sciences de la nature. Les biodiversités, objets, théories, pratiques. Paris: CNRS Éditions.

41. **Blondel, J., & Aronson, J. (1999).** Biology and wildlife of the Mediterranean region. Oxford, Uk: Oxford University Press.

42. **Boillot, F., Chambige, C., Mathez, J., Virevaire, M. (2006).** Manuel pour la récolte l'étude, la conservation et la gestion ex situ du matériel végétal. (G. Bacchetta, G. Fenu, E. Mattana, B. Piotto, M. Virevaire, Éds., F. Boillot, C. Chambige, J. Mathez, & M. Virevaire, Trads.) Roma : Conservatoire Botanique National Méditerranéen de Porquerolles.

43. **Bombo, A.B., Oliveira, T,S., Appezzato da Glória, B., Coelho, Novembre, A.D.L. (2015).** Seed germination of Brazilian *Aldama* species (*Asteraceae*). 37(3): 185-191.

44. **Bonin, G.**, **Tatoni, T. (1990).** Réflexions sur l'apport de l'analyse factorielle des correspondances dans l'études des communautés végétales et de leur environnement. Volume jubilaire du prof. Quézel. *Ecologia Mediterranea,* XVI. Marseille. 403-414.

45. **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.

46. **Bonnet, V., Fort, N., Dentant, C., Richard, B., Salomez, P., Till Bottraud, I. (2014).** Méthodologie de suivi des espèces végétales rares mise en place par un réseau d'acteurs de la conservation. *Acta Botanica Gallica: Botany Letters*, 1-10.

47. **Bonnier, G., (1934).** Flore complète. La végétation de la France, suisse et Belgique. Tome 09. Neuchâtel, Paris, Bruxelles, 124 p.+ 60 planches hors texte en couleurs.

48. **Bonnier, G., (1990).** La grande flore en couleurs. Tome 1, 2, 3 et 4. (Belin, Ed). Paris, 1401 P.

49. **Boorman, L. A., (1968).** Some aspects of the reproductive biology of *Limonium vulgare* Mill. and *Limonium humile* Mill. *Annals of Botany,* 32: 803-824.

50. **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.

51. **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.

52. **Botineau, M., (2010)**. Botanique, systématique et appliquée des plantes à fleurs. (Ed.) TEC & DOC, Lavoisier, Paris.

53. **Bougoutaia, Y., (2018).** Étude du complexe *Artemisia herba alba* Asso d'Algérie par des approches pluridisciplinaires : cytogénétique classique, cytogénétique moléculaire, phylogénie et phylogéographie. Thèse de doctorat. USTO Mohamed Boudiaf, 206 p.

54. Boukerker, H., (2016). Autoécologie et évaluation de la biodiversité dans les Cédraies de *Cedrus atlantica Manetti* dans le parc national de Belezma (Batna, Algérie). Thèse de doctorat. Université Mohamed Khider. Biskra. P 229.

55. **Bouterfas, K. (2011)** Etude de *Marrubium vulgare* L. du mont de Tessala (Algérie occidentale) autoécologie, histologie, quantification de quelques polyphénols et évaluation du pouvoir antimicrobien des flavonoïdes. Mémoire de magister. Université de Sidi Bel Abbes. 244p.

56. **Bouterfes, k., Mehdadi, Z., Latereche, 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.

57. **Bouzid K. (2012).** Contribution à l'étude de *Fritillaria oranensis* Pomel dans les monts de Tessala (Algérie Occidentale) : habitat écologique et rareté. Mémoire de master université de Sidi Bel Abbes.

58. **Bouzidi M.A. (2009).** Caractérisation des matorrals et des garrigues à *Urginea pancration* (steinh) Phil. Dans le Djebel Rassala (Algérie occidentale). Mém. Mag. Univ. Djillali Liabes, Sidi Bel Abbés. 149 p.

59. **Bouzidi, M. A., L. A., Attaoui, I., Mehdadi, Z., & Mohamed, B. (2009).** Caractérisation des matorrals et des garrigues à *Urginea pancration* Phil. dans le Djebel Tessala (Algérie occidentale). *Physio. Géo.*, 3, 131-149.

60. **Bouzillé, J. B. (1992).** Structure et dynamique des paysages, des communautés et des populations végétales des marais de l'ouest. Thèse de doctorat, Université de Rennes 1, Ecologie, Rennes.

61. **Boyer, J.S. (1987).** Hydraulics, wall extensibility and wall proteins. (Eds. Cosgrove, D.J. & Knievel D.P.) Physiology of Cell Expansion During Plant Growth, American Society of Plant Physiologists, Rockville, p.109-121.

62. **Bradford, K.J., (1990).** A Water Relations Analysis of Seed Germination Rates. *Plant. Physiol.*, 94(2): 840-849.

63. **Braun Blanquet, J., (1952).** Phytosociologie appliquée. *Comm. S.I.G.M.A.*, 116 : 156-161.

64. Bremer, K., Janson, R. K., (1992). A new subfamily of the *Asteraceae*. *Annals of the Missouri Botanical Garden*, 79 : 414-415.

65. **Brown, A. H., Marshall, D. R. (1995).** A basic sampling strategy: theory and practice. Dans L. Guarino, R. V. Ramanantha, & R. Reid (Éds.), Collecting Plant Genetic Diversity Technical guidelines. Wallingford, Oxon, UK : CABI.

66. **Bruneton, J., (1999).** Plantes toxiques. Végétaux dangereux pour l'homme et les animaux**.** (2e éd). (Tec & Doc Ed). Paris. p153.

67. **Bullock, F., Fedoroff, N., Jongerius, A., Stoops, G., Tursina, T., & Babel, U. (1985).** handbook for soil "thin section". Wolverhampton : *Waine research publications*.

68. **Caldecott J. O., JenkinsM. D., Johnson T. H., Groombridge B. (1996).** Priorities for conserving global species richness and endemism, *Biodiversity &Conservation*, 5(6): 699–727.

69. **Careme, C. (1990).** Les adventices des cultures méditerranéennes en Tunisie : leurs plantules, leurs semences (éd. A. G. C. D. N°26). Tunis : INRA.

70. **Carnoy, A., (1959).** Dictionnaire étymologique des noms grecs de plantes. (Bibliothèque du Muséon Ed). Louvain.70 p.

71. **Carrière M., (1989).** Les communautés végétales sahéliennes en Mauritanie (Région de Kaedi) ; analyse de la reconstitution annuelle du couvert herbacé. Thèse doctorat sciences, université de Paris Sud, Orsay, 238 p.

72. **Castroviejo, S., Aedo, C., Surgeon, S., Lainz, M., Montserrat, P., Morales, R., Munoz Garmendia, F., Navarro, C., Paiva, J., Soriano, C. éd. (2015)**. *Flora Iberica*. Tome XVI(I), *Compositae* (partim). Real Jardín Botánico, CSIC, Madrid. P XLVIII + 734.

73. **Causton, D. R. (1988).** Introduction to vegetation analysis: Principles, practice and interpretation. London : Unwin Hyman.

74. **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.

75. **Cerceau, M.T., Challe, J., (1986).** Biopalynologie and maintenance of germination capacity of stored pollen in some angiosperm families. In: Blackmere S., Ferguson, I.K. (eds.), (1986). *Linnean Society Symposium Series*, 12: 151-164.

76. **Chaabane, A. (1993).** Etude da la végétation du littoral septentrional de la Tunisie : Typologie, syntaxonomie et éléments d'aménagement. Thèse de doctorat, Université de Marseille III, Marseille.

77. **Chamley, H. (2002).** Environnement biologique et activités humaines. Paris: Vuibert.

78. **Charif K. (2001).** Contribution au développement agro forestier de la commune de Tessala. *Magister Ecologie,* Faculté des Sciences, Univ. Sidi Bel Abbes. 120 p.

79. **Chaumont, M., & Paquin, C. (1971).** Carte pluviométrique de l'Algérie, Echelle 1/500 000. Alger : Bulletin de la société de l'histoire naturelle de l'Afrique de nord.

80. **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.

81. **Cherifi K., (2009).** Effet de l'anthropisation sur la biodiversité végétale du djebel Tessala (Algérie occidentale). Mémoire Magister, Univ. Djillali Liabes, Sidi Bel Abbes, 90 p.

82. Cherifi K., Mehdadi Z., Elkhiati N., Latreche A., Ramdani M. (2017). Floristic composition of the mountainous massif of Tessala (Algerian West): Biodiversity and

regressive dynamics of the forest ecosystem. *Journal of Materials and Environmental Sciences (JMES)*, 8(9): 3184-3191.

83. **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.

84. **Cherifi, K. (2013).** Impact de l'action anthropozoogène sur la biodiversité végétale de l'écosystème forestier des monts de Tessala (Algérie occidentale). Thèse de doctorat, Université Djilali Liabes, Sidi Bel Abbès, Algérie.

85. **Cherifi, K., Bouker. A., Benabbou, M., Guemour, D., Hasnaoui, O., (2021).** Influence du pâturage sur la phytodiversité et la variation de la composition chimique de cinq plantes broutées dans le mont de Tessala (Algérie nord occidentale). *Acta Botanica Malacitana*, 46 :1 -4.

86. **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(3):2091-2854.

87. **Cibois., P., (1983).** L'analyse factorielle. (Que sais-je ? Ed) 43 p.

88. **Cincotta, R.P., Wisnewski, J., & Engelman, R. (2000).** Human population in the biodiversity hotspots. *Nature*, 404(6781): 990-992.

89. **Clements, C.D., Harmon, D., Young, J.A. (2010).** Diffuse Knapweed (*Centaurea diffusa*) Seed Germination. *Weed Science*, 58(4): 369-373.

90. **Colas B., Olivieri I., Riba M., (1997).** *Centaurea corymbosa*, a cliff dwelling species tottering on the brink of extinction: A demographic and genetic study, *PNAS*, 94(7): 3471-3476.

91. **Cowling, R. M., Rundel, P. W., Lamont, B. B., Arroyo, M. K., & Arianoutsou, M. (1996).** Trends in Ecology and Evolution. Plant diversity in mediterranean climate region, 11: 362-366.

92. **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, 459 p.

93. **Crété, P., (1965)**. Précis de Botanique, Tome II, systématique des angiospermes. (Ed. 2), Masson et Cie, Paris.

94. **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.

95. **Daget, P. H., & David, P. (1982).** Essai de comparaison de diverses approches climatiques de la méditerranéité. *Ecologia Mediterranea*, VIII (1-2), 33-48.

96. **Dahmani, M. (1997).** Diversité biologique et phytogéographique des chênaies vertes d'Algérie. *Ecologia mediterranea*, XXII :19-38.

97. **Dajoz, R. (2008).** La Biodiversité, l'avenir de la planète et de l'homme. Paris: Ellipses.

98. **Daoud, Y., Halitim, A., (1994).** Irrigation et salinisation au Sahara Algérien. *Sécheresse*, 5(3) : 151-160.

99. **De Clavijo, E. R., (2002).** Role of Within individual Variation in Capitulum Size and Achene Mass in the Adaptation of the Annual *Centaurea eriophora* to Varying Water Supply in a Mediterranean Environment. *Annals of Botany*, 90: 279-286.

100. **De Jong, E., Ballantyne, A. K., Cameron, D. R., & Read, D. W. (1979).** Measurement of apparent electrical conductivity of soils by an electromagnetic induction probe to aid salinity surveys. *Soil Sci. Soc. Am. J.*, 43:810-812.

101. **Debouba, M., Kbaier N., Talbi S., Gouia, H., Ferchichi A., (2012).** Seeds germination and Shoot growth responses of a threatened *Poaceae* (*Cenchrus Ciliaris* L.) to increasing salt Stress. *Rev. Écol. (Terre Vie)*, 67 : 19-27.

102. **Demonty, E., Dixon, L., & FORT, N. (2014).** Collection de graines : Conservation et germination des plantes patrimoniales de Provence Alpes Côte d'Azur. Hyères: Conservatoire botanique national méditerranéen de Porquerolles.

103. **Di Castri, F., Younès T., (1990).** Fonction de la diversité biologique au sein de l'écosystème. *Acta Oecologica*, 11 : 429-444.

104. **Dias, A.S., Dias, L.S., Pereira, I.P., (2013).** Constant and alternating temperature effects on germination and early growth of *Scorzonera*. *Seed Sci. Technol*., 41(2): 310–314.

105. **Dif M. M. (2015).** Etude écologique, phytochimique et valorisation des plantes médicinales des monts de Tessala (W ; de Sidi Bel Abbes, Algérie NW) : cas de *Daphne gnidium* L., Thèse de doctorat, 115p.

106. **Djebaili, S. (1984).** La steppe Algérienne, phytosociologie et écologie. Alger : Oeuvre des publications universitaires.

107. *Djebaili, S. (1984).* La steppe Algérienne, phytosociologie et écologie. Alger : Œuvre des publications universitaires.

108. **Djili, K., Daoud, Y., Gaouar, A., Beldjoudi, Z., (2003).** La salinisation secondaire des sols au Sahara. Conséquences sur la durabilité de l'agriculture dans les nouveaux périmètres de mise en valeur. *Sécheresse*, 4(14) : 241-246

109. **Dobson, A. P. (1985).** The population dynamics of competition between parasites. *Parasitology*, 91 : 317-347.

110. **Dominguez, L. F., & Schwartz, M. W. (2005)**. Patterns of rarity and taxonomic group size in plants. *Biological Conservation*, 126 : 146-154.

111. **Ducombs, G., (1999).** Lactones sesquiterpéniques et plantes. *Rev Ft Allergol,* 39(4) : 295-298.

112. **Dupont, F., Guignard, J. L. (2012).** Abrégés de pharmacie, Botanique, les familles des plantes (éd. 15). France: Elsevier Masson.

113. **Duran, J. H. (1954).** Les sols d'Algérie (Vol. 1). Alger: Publication des services hydrauliques.

114. **Duriertz, E. (1920).** Zun methodologischen grundluge der modern Pflaugenziologie. Upsala.

115. **Dutuit, R., Pourrat, R., Dutuit, R. M., (1994).** La notion de stress de la cellule à l'écosystème. *Sécheresse,* 1(5) : 23-31.

116. **Eldredge, L. G., & Miller, S. E. (1998).** Numbers of Hawaiian species: supplement 3, with notes on fossil species. *Bishop Mus. Occas. Pap.*, 55: 3-15.

117. **Ellstrand N. C. (1992).** Gene Flow by Pollen: Implications for Plant Conservation Genetics, *Oikos*, 63 (1): 77-86.

118. **Ellstrand N. C., Elam D. R. (1993).** Population Genetic Consequences of Small Population Size: Implications for Plant Conservation, *Annual Review of Ecology and Systematics*, 24: 217-242.

119. **Elzinga, A. L., Salzer, D. W. et Willoughby, J. W. (1998).** Measuring and Monitoring Plant Populations, Bureau of Land Management, Denver, Colorado, États Unis.

120. **Emberger, L. (1930).** La végétation de la région méditerranéenne. Essai d'une classification des groupements végétaux. *Rev. Gen. Bot.*, 42 : 641-662.

121. **Emberger, L. (1936).** Remarques critiques sur les étages de végétation dans les montagnes marocaines. *Bull. Soc. Bot. Suisse*, 46 : 614-631.

122. **Emberger, L. (1954).** Une classification biogéographique des climats. *Rev. Trav. Lab. Bot. Géol. Zool.*, 7 : 1-43.

123. **Emberger, L. (1955).** Une classification biogéographique des climats. *Rec. Trav. Lab. Bot. Géol. Zool.*, 7 : 3-43.

124. **Emberger, L. (1971).** Travaux de botanique d'écologie. Paris : Masson.

125. **ENSCONET, (2009).** Manuel de Collecte de Graines pour les espèces sauvages. Royal Botanic Gardens, Kew, UK.

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

127. **Fahy, G.M., MacFarlane, D.R., Angell, C.A., *et al*., (1984).** Vitrification as an approach to cryopreservation. *Cryobiology*, 21: 407-426.

128. **Faucon M.P. (2008).** Conservation du patrimoine biologique du Katanga : Initiation d'un programme de conservation de la biodiversité des affleurements naturels de cuivre. *EchoSud.,* 18 : 6-7.

129. **Favarger C. et Contandriopoulos J., (1961).** Essai sur l'endémisme. *Bull. Soc. Bot. Suisse,* 71 : 384-408.

130. **Ferka Zazou N., (2006).** Impact de l'occupation spatio temporelle des espaces sur la conservation de l'écosystème forestier : Cas de la commune de Tessala, wilaya de Sidi Bel Abbés, Algérie. Mémoire de Magister, Univ. Tlemcen.

131. **Flahault, C. H. (1906).** Rapport sur les herborisations. La Société de l'Oranie. *Bull. Soc.Bot. Fan.,* 154-170.

132. **Floret, C., Galan, M. J., Le Floc'h, E., Orshan, G., Romane, F., (1990).** Growth forms and phenomorphology traits along an environmental gradient: tools for studying vegetation. Journal of Vegetation. Science. 1: 71-80.

133. **Frankel, H. O. (1970).** Variation of the essence of life. *Proc. Linn. Soc*., 95 :158-169.

134. **Fronter, S., & Pichod Viale, D. (1995).** Ecosystèmes : structure, fonctionnement, évolution. Paris : Masson.

135. **Frontier, S. (1983).** L'échantillonnage de la diversité spécifique. Dans S. Frontier, Stratégie d'échantillonnage en écologie, Paris ; Québec : Masson, Presses de l'Université Laval, 494 p.

136. **Frontier, S., Pichod viale, D. (1990).** Ecosystèmes, structure, fonctionnement, évolution. (Masson Ed.). Paris.

137. **Funk, V. A., Bayer, R. J., Keeley, S., Chan, R., Watson, L., Gemeinholzer, B., Jansen, R. K. (2005).** Everywhere but Antarctica: Using a super tree to understand the diversity and distribution of the Compositae. *Biol. Skr***,** 55 : 343-373.

138. **Gagnard, J., Huguet, C., & Ryser, J. P. (1988).** L'analyse du sol et du végétal dans la conduite de la fertilisation, le control de la qualité des fruits. (S. g. OILB/SROP, Éd.) Diffusion ACTA.

139. **Gaston, K. J. (1991).** The magnitude of global insect species richness. *Biological conservation,* 5: 283-296.

140. **Gaston, K. J. (1994).** Rarity. London: Champan and Hall.

141. **Gaston, K. J. (2000).** Global patterns in biodiversity. Nature, 405: 220-227.

142. **Gaston, K. J., & Kunin, W. E. (1997).** Concluding comments. The biology of rarity: Causes and consequences of rare common differences. London: Chapman and Hall.

143. **Gaussen, H., Leroy, J., & Ozenda, P. (1982).** Le précis de botanique 2 : les végétaux supérieurs. Editions Masson.

144. **Géout, J. C. (1995).** Etude des relations entre les ressources minérales du sol et la végétation forestière dans les Vosges. Thèse de doctorat, Université de Nancy I, Nancy.

145. **Gholami, M., Mokhtarian, F., & Baninasab, B. (2015).** Seed Halopriming Improves the Germination Performance of Black Seed (Nigella sativa) under Salinity Stress Conditions. *Crop Sci. Biotech.,* 18(1): 21-26.

146. **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.

147. **Godefroid, S., Piazz, C., Rossi, G., *et al*. (2011).** How successful are plant species reintroductions? *Biological Conservation* 144: 672–82.

148. **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.

149. **Gondard, H., Jauffret, S., Aronson, J., Lavorel, S., (2003).** Plant functional types: a promising tool for management and restoration of degraded lands. *Appl Veg Sci,* 6: 223-234.

150. **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.

151. **Gorai, M., Neffati, M., (2007).** Germination responses of *Reaumuria vermiculata* to salinity and temperature. *ann. appl. Biol*., 151: 53-59.

152. **Gounot, M. (1969).** Méthodes d'étude quantitative de la végétation. Paris: Masson.

153. **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.

154. **Grall, J., Hily, C., (2003)**. Traitement des données stationnelles (faune). (Rebent Ed.). Rennes, 76 p.

155. **Greenacre, M., & Primicero, P. (2013).** Multvariate analysis of ecological data. (F. BBVA, Éd.) Bilbao: Rubes editorial.

156. **Greuter, W. (1991).** Botanical diversity, endemism, rarity, and extinction in the Mediterranean area: an analysis based on the published volumes of the Med Checklist. *Bot. Chronika*, 10: 63-79.

157. **Grime, J. P., (1977).** Evidence for the existence of three primary strategies in plants and its relevance to ecological and evolutionary theory. *Am Nat.,* 111: 1169-1194.

158. **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.

159. **Guerrant, E.O. *et al*., (2004).** Ex situ conservation supporting species survival in the wild. Island Press. Washington.

160. Guignard, J. L., (1998). Botanique, Ed. Masson, Paris.

161. **Guillet, B., Faivre, P., Mariotti, A., & Khobzi, J. (1988).** the 14C dates and the 13C/12C ratio pf soil organic matter as a means of studiyng the past vegtation in intertropical regions. *Paleogeography, paleoclimatology, paleoecology,* 65(2) : 51-58.

162. **Guinochet, M. (1973).** La phytosociologie. Collection d'écologie (Vol. I). Paris : Masson.

163. **Guinochet, M., (1973).** Phytosociologie. Paris : Masson éditions.

164. **Hakemi, Z., (2020).** Autoécologie d'*Aristolochia baetica* L. dans les monts de Tessala (Algérie de l'ouest) et physiologie de germination de ses graines. Thèse de doctorat, Université Djilali Liabes, 195 p.

165. **Halitim, A. (1988).** Sols des régions arides d'Algérie. Alger : Œuvre des publications universitaires.

166. **Hengeveld, R., 1990** Dynamic biogeography. Cambridge: Cambridge University Press. 250 p.

167. **Hildebert, I. (1950).** La répartition saisonnière des pluies en Algérie. *Annales de Géographie,* 3(17) : 354-361.

168. **Hill, D., Matthew, F., Tucker, G., Shewry, M., Shaw, P. (2005).** Handbook of biodiversity methods: survey, evaluation and monitoring. Cambridge: Cambridge University Press. 589 p.

169. **Hong, T.D., Ellis, R.H. (1996).** A protocol to determine seed storage behavior. IPGRI technical bulletin n°1. International Plant Genetic Resources Institute, UK, 61 p.

170. **Hopkins, W.G. (2003).** Physiologie végétale. 2éme édition. De Boeck, Brucelles : 476 p.

171. **Houle, G., Loïc, M., Reynolds, C. E., Siégel, J., (2001).** The Effect of Salinity on Different Developmental Stages of an Endemic Annual Plant, *Aster laurentianus* (*Asteraceae*). *American Journal of Botany*, 88(1) : 62-67.

172. **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.

173. **IBPGR, (1985 a).** Handbook of seed technology for genebanks. Vol. I. Principles and Methodology. Handbooks for genebanks: n. 2. International Board for Plant Genetic Resources, Rome, Italy.

174. **IBPGR, (1985 b).** Handbook of seed technology for genebanks. Vol. II. Compendium of Specific Germination Information and Test Recommendations Handbooks for genebanks: n. 3. International Board for Plant Genetic Resources, Rome, Italy.

175. **Ikermoud, M. (2000).** Évaluation des ressources forestières nationales. Alger : DGF.

176. **ISTA, (2004).** International rules for seed testing. Edition 2004. The International Seed Testing Association (ISTA), Bassersdorf, CH Switzerland.

177. **ISTA, (2006.)** International rules for seed testing. Edition 2006. The International Seed Testing Association (ISTA), Bassersdorf, CH Switzerland.

178. **ITSA, (1993 a).** International rules for seed testing. Rules 1993. *Seed Sci. And Technol*., 21: 1-75.

179. **ITSA, (1993 b).** International rules for seed testing. Annexes 1993. *Seed Sci. And Technol*., 21: 279-287.

180. **Jamagne, M. (1967).** Bases e techniques d'une cartographie des sols. *Annales de géographie*, 78: 428-478.

181. **Johnson, R.C. (2008).** Gene Banks Pay Big Dividends to Agriculture, the Environment, and Human Welfare. *Plos biology*, 6: e148.

182. **Jorenush, M. H., Rajabi, M., (2015).** Effect of Drought and Salinity Tensions on Germination and Seedling Growth of Artichoke (*Cynara Scolymus* L.). *Int. J. Adv. Biol. Biom. Res.*, 3(3) : 297-302.

183. **Judd, W., Campbell, C., Kellogg, E., Stevens, P., (2002).** Botanique, systématique. Une perspective phylogénétique. (Ed.1). De Boeck, Université S.A., Paris.

184. **Kadi hanifi, H.**, (**2003).** Diversité biologique et phytogéographique des formations à *Stipa tenacissima* de l'Algérie. *Sécheresse*,14(3) :1-10.

185. **Katembe, W. J., Ungar, I. A., Mitchell, J. P. (1998)**. Effect of salinity on germination and seedling growth of two *Atriplex* species (*Chenopodiaceae*). *Annals of Botany*, 82: 167-175.

186. **Kaya, M. D., Okçu, G., Atak, M., Çıkılı. Y., Kolsarıcı, Ö., (2006).** Seed treatments to overcome salt and drought stress during germination in sunflower (*Helianthus annuus* L.). *European Journal of Agronomy*, 24(4):291-295.

187. **Kaya, Z., Raynal, D.J., (2001).** Biodiversity and conservation of Turkish forests. *Biological Conservation,* 97: 131-41.

188. **Kazi Tani, C., Le Bourgeois, T., Munoz, F. (2010 a).** Contribution à l'étude des communautés d'adventices des cultures du secteur phytogéographique oranais (Nord-ouest algérien): aspects botanique, agronomique et phyto écologique. AFPP, 21e Conférence du COLUMA. Journées internationales sur la lutte contre les mauvaises herbes, Décembre 2010, Dijon, France. pp.1-10.

189. **Kazi Tani, C., Le Bourgeois, T., Munoz. F., (2010 b).** Aspects floristiques des agrophytocénoses du domaine phytogéographique oranais (Nord-Ouest algérien) et persistance d'espèces rares et endémiques. *Fl. Med.*, 20: 5-22.

190. **Kazuo, T., Liping, Z., Kenji O., (2006).** Seed germination and seedling emergence of three *Artemisia* species (*Asteraceae*) inhabiting desert sand dunes in China. *Seed Science Research,* 16: 61–69.

191. **Khacheba, R., (2011).** Cartographie de la salinité du sol évaluée par induction électromagnétique « Géonics EM38 » cas du sous bassin de Sidi Rached (Tipaza). Mémoire de magister, ENSA El Harrach, Alger. 94p.

192. **Khan, M. A., Sankhla, N., Weber, D. J., McArthur, E. D., (1987)**. Seed germination characteristics of *Chrysothamnus Nauseosus ssp. Viridulus* (*Astereae*, *Asteraceae*). *The Great Basin Naturalist,* 47(2): 220-226.

193. **khan, M. A., Ungar, I. A., (1984).** The effect of salinity and temperature on germination of polymorphic seeds and growth of Atriplex triangularis. *American Journal of Botany,* 71 : 481-489.

194. **Kikken, R. (1962).** Géologie et stratigraphie des monts de Tessala. Oran : Éditions Fouquet.

195. **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 odorataseeds. J. Tropical For. Sci.,* 4: 170-178.

196. Lambelet, C., Détraz-Méroz, J. (2018). Des graines valaisannes en banque de semences : bilan de 20 ans de récolte en valais. Bull. Murithienne 136 : 83-123.

197. **Lande R. (1988).** Genetics and demography in biological conservation. *Science*, 241:1455-1460.

198. **Larson, L., Kiemnec, G., (1997).** Differential germination by dimorphic achenes of yellow starthistle (*Centaurea solstitialis* L.) under water stress. *Journal of Arid Environments,* 37 : 107–114.

199. **Latrèche, A., Mehdadi, Z., (2006).** Aridification et évolution de la végétation steppique aride des régions de Ras El Ma et El Aricha (wilaya de Sidi Bel' Abbes). *Revue d'Ecologie Environnement de l'université IBN KHALDOUN de Tiaret,* 2 : 1-12.

200. **Lavergne S, Thuiller W, Molina J, Debussche M. (2005).** Environmental and human factors influencing rare plant local occurrence, extinction and persistence: 115 years study in the Mediterranean region. *J. Biogeogr.* 32: 799–811.

201. **Lavergne S., (2003).** Les espèces végétales rares ont elles des caractéristiques écologiques et biologiques qui leur sont propres ? Application à la conservation de la flore en languedoc Roussillon, Thèse de doctorat. ENSA de Montpellier, 83p.

202. **Le Floc'h, É., Aronson J., (1995).** Écologie de la restauration. Définition de quelques concepts de base. *Nat. Sci. Soc*., 3 : 29-35.

203. **Le Houérou, H. N. (1968).** La désertification du Sahara septentrional et des steppes limitotropes (Algérie, Lybie, Tunisie. *Annales Algériennes de Géographie*, 3(6) : 1-27.

204. **Le Houérou, H. N. (1995).** Bioclimatologie et biogéographie des steppes arides du Nord de l'Afrique : diversité biologique, développement durable et désertisation. (H. N. Le Houérou, Éd.) Bioclimatologie et biogéographie des steppes arides du Nord de l'Afrique : diversité biologique, développement durable et désertisation, Série B(10), pp. 1-396.

205. **Letouzey, R., (1983).** Manuel de botanique forestière, Famille des Asteracées ou composées. Tome 2B, CIRAD, p 331-332.

206. **Lévêque, C., & Mounolou, J. C. (2008).** Biodiversité, Dynamique biologique et conservation (Ed. 2). Paris : Dunod.

207. **Levins, R. (1970).** "Extinction. Some mathematical questions in biology", in Lectures on mathematics in the life sciences, M. Grestenhaber, Editor. *American Mathematical Society*: Providence. 77-107.

208. **Lin, J., Shi, Y., Tao, S., Yu, X., Yu, D., Yan, X., (2017).** Seed germination response of *Leymus chinensis* to cold stratification in a range of temperatures, light and low water potentials under salt and drought stresses. *Crop and Pasture Science* 68(2):188-194.

209. **Loucougaray, G. (2003).** Régimes de pâturage et hétérogénéité de la structure et du fonctionnement de la végétation prairiale (Marais Poitevin). Thèse de doctorat, Université de Rennes 1, Rennes.

210. **Mabberley, D. (2008).** The plant book (éd. 4e). Cambridge, UK: Cambridge University Press.

211. **Mabberley, D., (1997).** The Plant Book, (2 éd.); Cambridge University Press: Cambridge, UK.138 p.

212. **Madoui, A., Gehu, J. M., Alatou, D. (2006).** L'effet du feu sur la composition des pinèdes de *Pinus halepensis* Mill., dans le nord de la forêt de Bou Taleb, Algérie. *Ecologia Mediterranea* 32 : 5-13.

213. **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.

214. **Marsh, D. M. et Trenham, P. C. (2008)**. Tracking current trends in plant and animal population monitoring. *Conservation Biology*, 22: 647–655.

215. **Mathez, J., Quézel, P., Raynaud, C., (1985).** The Maghreb countries. In: Gomez Campo V., ed., *Plant conservation in the Mediterranean area,* Junk Publ., Dordrecht pp 141-157.

216. **Mazur, P. (1984).** Freezing of living cells: mechanisms and applications. *Am. J. Physiol*., 247 p.

217. **Médail, F. (2014).** Géographie de la biodiversité et point chauds. Dans M. Gauthier Clerc, F. Mesléard, & J. Blondel, Sciences de la conservation (p. 331). Louvain la Neuve: De Boeck.

218. **Médail, F., & Diadema, K. (2009).** Glacial refugia influence plant diversity patterns in the Mediterranean Basin. *Journal of Biogeography*, 36(7): 1333-1345.

219. **Médail, F., & Quézel, P. (1997).** Hot spots analysis for conservation of plant biodiversity in the Mediterranean Basin. *Annals of the Missouri Botanical Garden,* 84 : 112 127.

220. **Meddour, R. (2010).** Bioclimatologie, Phytogéographie et phytosociologie en Algérie : Exemple des groupement forestiers et préforestiers de la Kabylie Djurjuréene. Thèse de doctorat, Université Mouloud Mammeri, Tizi Ouzou.

221. **Meddour, R., Derridj, A. (2007).** Les banques de semences : une stratégie de conservation *Ex Situ* des plantes et endémiques. *Revue Campus,* 5 : 71-79.

222. **Mekideche, S., Brakchi Ouakour, & Kadik, L. (2018).** Impact des perturbations anthropiques sur la diversité végétale de la subéraie de Chréa, au nord de l'Algérie. *Bois et Forêts des Tropiques*, 337 : 53-66.

223. **Messaili, B., (1995).** Systématique des spermaphytes. Office des Publications Universitaires, Alger.

224. **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.

225. **Michel, B., & Kaufmann, M. (1973).** The osmotic potential of polyethylene glycol 6000. *Plant Physiology*, 51 : 914-916.

226. **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. *Forêt méditerranéenne*, 23(1) : 11-22.

227. **Monod, T., (1992).** Du désert. *Sécheresse*, 3(1) :7-24.

228. **Montero, S. M., G., Cañellas, I., (1998).** Systeme of méditéranéanne sylviculture (la Dehesa) in : (Jimenez Diaz RM Lamo de Espinos J Ed). Agricultura Sostenible Mendi Prensa, Madrid.

229. **Myers, N., Mittermeier, R.A., Mittermeier, C.G., Da Fonseca, G.A., & Kent, J. (2000).** Biodiversity hotspots for conservation priorities. *Nature*, 403(6772) : 853-858.

230. **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.

231. **Nègre, R., (1966).** Les thérophytes. Mémoire de Société Botanique de France, pp 92-108.

232. **Nelson, M.P., Vucetich, J.A. (2009).** On Advocacy by Environmental Scientists: What, Whether, Why, and How? *Conservation biology*, 23: 1090–1101.

233. **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.

234. **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.

235. **Nino, T., Sakai, A., Yakuwa, H., *et al*., (1992).** Cryo preservation of in vitro grown shoot tips of apple and pear by vitrification. *Plant Cell Tissue Org. cult.*, 28: 261-266.

236. **Nosratti, I., Abbasi, R., Bagheri, A., Bromandan, P., (2017).** Seed germination and seedling emergence of Iberian starthistle (*Centaurea iberica*). *Weed Biology and Management,* 17 : 144–149.

237. **Olivier, J. G. J., Bouwman, A. F., Van Der Maas, C. W. M., Berdowski, J. J. M., (1995).** Emission database for global atmospheric research (EDGAR). *Studies in Environmental Science.* 65: 651-659.

238. **Oostermeijer J.G.B., Luijten S.H., den Nijs J.C.M. (2003).** Integrating demographic and genetic approaches in plant conservation, *Biological Conservation*, 113: 389-398.

239. **Ouici, H., (2019).** Analyse et évaluation de la phytodiversité du mont de Tessala (wilaya de Sidi Bel Abbès, Algérie occidentale). Thèse de doctorat, Université Djilali Liabes, p 186.

240. **Ozenda, P. (1977).** La flore de Sahara. Paris : Editions de CNRS.

241. **Ozenda, P. (1982).** Les végétaux dans la biosphère. Paris : Doin.

242. **Ozenda, P. (2000).** Les végétaux : organisation et diversité biologique. Dunod, Paris. p 516.

243. **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.

244. **Panero, J. L., Freire, S. E., Espinar, L. A., Crozier, B. S., Barboza, G. E., Cantero, J. J., (2014).** Resolution of deep nodes yields an improved backbone phylogeny and a new basal lineage to study early evolution of *Asteraceae*. *Molecular Phylogenetics and Evolution,* 80: 43-53.

245. **Panero, J. L.; Funk, V. A., (2008).** The value of sampling anomalous taxa in phylogenetic studies: major clades of the *Asteraceae* revealed. *Molecular Phylogenetics and Evolution,* 47: 757-782.

246. **Panero, J.L. & Crozier, B.S., (2003).** Primers for PCR amplification of *Asteraceae* chloroplast DNA. *Lundellia,* 6: 1-9.

247. **Panuccio, M.R., Jacobsen, S.E., Akhtar, S.S., Muscolo, A. (2014).** Effect of saline water on seed germination and early seedling growth of the halophyte quinoa. *AoB Plants*, 6: plu047.

248. **Peguy, C. H. (1970).** Précis de climatologie. France : Masson et Cie.

249. **Pimm S. L., Jones H. L., Diamond J. M. (1988).** On the risk of extinction. *The American Naturalist*, 132: 757–785.

250. **Piotto, B., Di Noi, A., (2001).** Manuale ANPA Propagazione per seme di alberi arbusti della flora mediterranea. ANPA, Roma.

251. **Pitcairn, M.J., Young, J.A., Clements, C.D., Balciunas, J. (2002)**. Purple Starthistle (*Centaurea calcitrapa*) Seed Germination. *Weed Technology*, 16(2): 452-456.

252. **Poljakoff Mayber, A., Somers, G. F., Werker, E., Gallagher, J. L., (1994)**. Seeds of **Kosteletzkya virginica** (*Malvaceae*): their structure, germination, and salt tolerance. II. Germination and salt tolerance. *American Journal of Botany*, 81: 54-59.

253. **Pouget, M. (1980).** Les relations sol végétation dans les steppes sud algéroises. *Travaux et documentation* (116), p. 555.

254. **Primack, R.B., Sarrazin, F., Lecomte, J. (2012).** Biologie de la conservation. (Ed.) Dunod. Paris. 359p.

255. **Probert R.J., (2003).** Seed Viability under Ambient Conditions, and the Importance of Drying. In: Smith R.D., Dickie J.B., Linington S.H., Pritchard H.W, Probert R.J. (eds.), (2003). Seed Conservation: turning science into practice. Royal Botanic Gardens, Kew.

256. **Purvis, A., & Hector, A. (2000).** Getting the measure of biodiversity. *Nature*, 405 : 212-219.

257. **Quézel P., Barbéro M., (1991).** Caractéristiques écologiques, dynamiques et structurales des populations naturelles de sapins sur le pourtour méditerranéen. In : Ducrey M. & Oswald H. (éds.). Sapins méditerranéens : adaptation, sélection et sylviculture. Avignon (France) 11 15 juin 1990 : pp. 3-25.

258. **Quézel, P. (1983).** Flore et végétation actuelles de l'Afrique du nord, leur signification en fonction de l'origine, de l'évolution et des migrations des flores et structures de végétation passées. *bothalia*, 14(3-4) : 411-416.

259. **Quézel, P. (1995).** La flore du bassin méditerranéen : origine, mise en place, endémisme. *Ecologia mediterranea*, 21 : 19–39.

260. **Quézel, P. (2000).** Réflexion sur l'évolution de la flore et de la végétation au Maghreb méditerranéen. Paris : Ibis Press.

261. **Quézel, P., & Médail, F. (1995).** La région circumméditerranéen, Centre mondial majeur de Biodiversité végétale. France : Institut Méditerranéen d'Ecologie et de la Paléoécologie.

262. **Quézel, P., & Santa, S. (1962).** Nouvelle flore de l'Algérie et des régions désertiques méridionales (Vol I). Paris, France : Centre national de la recherche scientifique.

263. **Quézel, P., & Santa., S. (1963).** Nouvelle flore de l'Algérie et des régions désertiques méridionales (Vol. II). Paris, France : Centre national de la recherche scientifique.

264. **Quézel, P., (1965).** La végétation du Sahara. Du Tchad à la Mauritanie. Vol. II de la coll. Geobotanica selecta, éditée par prof. Dr. R. Tuxen. Gustaf Fisher Verlag, Stuttgart. XII+333 p.

265. **Quézel, P., (1979).** La région méditerranéenne française et ses ensemences forestières. Signification écologique dans le contexte circumméditerranéen. *Revue Forêt Méditerranéenne* ,1 : 7-18.

266. **Quézel, P., Médail, F., Loisel, R., Barbero, M., (1999).** Biodiversité et conservation des essences forestières du bassin méditerranéen. *Unasylva*, 197 : 2- 28.

267. **Rabinowitz, D. (1981).** Seven forms of rarity. Dans H. Synge (Éd.), the biological aspects of rare plant conservation (pp. 206 217). Toronto: John Wiley & Sons.

268. **Rabinowitz, D., Cairns, S., & Dillon, T. (1986).** Seven forms of rarity and their frequency in the flora of the British Isles. Dans M. E. Soule, & M. A. Sunderland (Éds.), Conservation biology: The science of scarcity and diversity (pp. 182-204). Sinauer Associates.

269. **Radford, E.A., Catullo, G., de Montmollin, B. (2011).** Important plant areas of the south and east Mediterranean region: priority sites for conservation. Gland (CH): WWF.

270. **Ranukiaer, C. (1943).** The life form of plants and statistical plant geography. Oxford : Clarendon Press.

271. **Rassignol, N. (2006).** Hétérogénéité de la végétation et du pâturage : conséquences fonctionnelles en prairies naturelles. Thèse de doctorat, Université Rennes 1, Ecologie, environnement, Rennes.

272. **Redmann, R.E., (1974).** Osmotic and specific ion effects on the germination of alfalfa. *Canadian Journal of Botany,* 52(4): 803–808.

273. **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.

274. **Redondo, S., Rubio Casal, A. E., Castillo, J. M., Luque, C. J., Alvarez, A. A., Luque, T., & Figueroa, M. E. (2007).** Influences of salinity and light on germination of three *Sarcocornia* taxa with contrasted habitats. *Aquat Bot,* 78(3): 255-264.

275. **Renard, J. L., Quillec, G. (1975).** L'Helminthosporiose du cocotier. Etudes préliminaires. *Oléagineux,* 30(5) : 209-213

276. **Rieu, M., & Chevery, C. (1976).** Mise au point bibliographique sur quelques recherches récentes en matière de sols salés. *Cah. O.R.S.T.O.M. Sér. Pédologie,* XIV(1) : 39-61.

277. **Rios Rojas, L., Tapia, F., Gurovich, L.A. (2014).** Electrophysiological assessment of water stress in fruit bearing woody plants. *Journal of Plant Physiology,* 171: 799-806.

278. **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.

279. **Rodrigues A. S. L., Lamoreux J. F., Hoffmann M., Brooks T. M., (2006).** The value of the IUCN Red List for conservation. *Trends in ecology & evolution,* 21: 71-76.

280. **Romane, F. (1987).** Efficacité de la distribution des formes de croissance pour l'analyse de la végétation à l'échelle régionale. Thèse de doctorat en sciences, Marseille.

281. **Roy Schoenike R.E., Bey C.F., (1981).** Conserving genes through pollen storage. In: FRANKLIN E.C. (ed.), (1981). Pollen management hand book. United States Department of Agriculture. *Forest Service Agriculture Handbook,* 287: 72-73.

282. **Ryan, J., Miyamoto, S., Stroehlein, J.L., (1975)**. Salt and specific ion effects on germination of four grass. *J. Range Manage.,* 28(1): 61–64.

283. **Saidi B, Latrech A, Mehdadi Z, Hakemi Z, Dadache M, Amar B. (2015).** Floristic, Ethnobotanical and Phytotherapy Studies of Medicinal Plants Spontaneous in the Area of Tessala Mounts, Western Algeria. *Adv. in Nat. Appl. Sci.*, 3(5) : 1-16.

284. **Saidi, B., (2017).** Dynamique de la phytodiversité dans les monts de Tessala (Algérie occidentale). Thèse de doctorat. Université Djilali Liabes. 235 p.

285. **Saidi, J., (2004).** Influence de la phase saline sur les propriétés physiques des matériaux argileux du bas Cheliff, thèse de doctorat, ENSA El Harrach, Alger. 181p.

286. **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.

287. **Sasaki, S. (1980).** Storage and germination of dipterocarp seeds. *Malays. Forester* 43 : 290-308

288. **Sauvage, C., (1961).** Recherches géobotaniques sur les suberaies marocaines. Travaux de I'lnstitut Scientifique Cherifien. *Série bot Rabat*, 21 : 14-62.

289. **Schemske D.W., Husband B.C., Ruckelshaus M.H., Goodwillie C., Parker I.M., Bishop J.G., (1994);** Evaluating approaches to the conservation of rare and endangered plants. *Ecology*, 75: 584-606.

290. **Schmeller, D. S. (2008).** European species and habitat monitoring: Where are we now? *Biodiversity and Conservation*, 17: 3321–3326.

291. **Schmidt, L., Joker, D. (2001).** Technical note no. 59, Glossary of seed biology and technology. Danida Forest Seed Center, Humlebaek, Denmark.

292. **Seltzer, S. (1946).** Le climat d'Algérie. Alger : Editions de l'université d'Alger.

293. **Sheuyange, A., Oba, G., Weladji, R.B., (2005).** Effects of anthropogenic fire history on savanna vegetation in northeastern Namibia. *J. Environ. Manage.,* 75 : 189-98.

294. **Shinozaki, K., Yamaguchi Shinozaki. K., (2007).** Gene networks involved in drought stress response and tolerance. *Journal of Experimental Botany* 58(2): 221-227.

295. **Simpson, M. G. (2010).** Plant systematics, (Ed. 2). London: Academic press, Elsevier.

296. **Simpson, M. G., (2006).** Plant systematics. Elsevier Academic Press. California, USA. p 590.

297. **Slatkin M., (1987),** Gene flow and the geographic structure of natural populations, *Science,* 236.

298. **Song, J., Feng, G., Tian, C., Zhang, F., (2005).** Strategies for adaptation of *Suaeda phsophara, Haloxylon ammodendron* and *Haloxylon persium* to a saline environment during seed germination stage. *ann. Bot.,* 48: 455-460.

299. **Sorensen, T. J. (1948).** A method of establishing groups of equal amplitude in plant sociology based on similarity of species content and its application to analyses of the vegetation on Danish commons. *Biol. Skr*., 5(4): 1-34.

300. **Soulé M. E., (1985).** What Is Conservation Biology? the biological diversity crisis *BioScience,* 35: 727-734.

301. **Soulé M. E., (1987).** Viable populations for conservation. Cambridge University Press. pp189.

302. **Spichiger, R.E., Savolainen, V. V., Figeat, M., Jeanmonod, D. (2002).** Botanique systématique des plantes à fleurs : Une approche phylogénétique des Angiospermes des régions tempérées et tropicales (éd. 3e). Lausanne : Presses polytechniques et universitaires romandes.

303.**Stearns, B.P., Stearns, C.S. (2010).** Still Watching, from the Edge of Extinction. *BioScience.,* 60: 141-146.

304. **Stephen, B. H., Ancheta, J., (2011).** Effects of salinity and temperature on *ex situ* germination of the threatened Gulf of St. Lawrence Aster, *Symphyotrichum laurentianum* Fernald (Nesom). *Plant Species Biology,* 2 : 158–162.

305. **Stewart, P. H. (1975).** Un nouveau Climagramme pour l'Algérie et son application pour le barrage vert. *Bull. Soc. Hist. Nat. AFN*., 65(1-2) : 239-252.

306. **Suszka B., Muller C., Bonnet Masimbert M., (1994).** Graines des feuillus forestiers, de la récolte au semis. INRA Editions, Paris.

307. **Tassin, C., (2012).** Paysages végétaux du domaine méditerranéen. IRD éditions. Marseille, France. 424 p.

308. **The Plant List. (2013).** Version 1.1. Published on the Internet; http://www.theplantlist.org/ (access le 17/09/2020).

309. **Toyomasu, T., Tsuji, H., Yamane, H., Nakayama, M., Yamaguchi, I., Murofushi, N., Takahashi, N., Inoue, Y. (1993).** Light effects on endogenous levels of gibberellins in photoblastic lettuce seeds. *Journal of Plant growth regulation*, 12(2): 85-90.

310. **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.

311. **Tradescant, J. (1960).** Illustration botanique des fruits végétales. Récupéré sur http://www.bibliodyssey.Blogspot.co.nz

312. **Trease, G. E., Evans, W. C., (1983).** Textbook of Pharmacognosy. (12e éd.). (Balliese Tindall et Company Publisher Ed.), London. 514 p.

313. **Tucker, G., Bubb, P., de Heer, M., Miles, L., Lawrence, A., Bajracharya, S. B., Nepal, R. C., Sherchan, R. et Chapagain, N.R. (2005).** Guidelines for Biodiversity Assessment and Monitoring for Protected Areas, King Mahendra Trust for Nature Conservation (KMTNC), Katmandou, Nép.

314. **Turkoglu, N., Alp, S., Cig, A. (2009).** Effect of temperature on germination biology in *Centaurea* species. *African Journal of Agricultural Research*, 3(4): 259-261.

315. **Ungar, (1987)**. Population ecology of halophyte seeds. *Botanical Review*, 53: 301-334.

316. **Ungar. (1996).** Effect of salinity on seed germination, growth, and ion accumulation of *Atriplex patula* (*Chenopodiaceae*). *American Journal of Botany*, 83 : 604-607.

317. **Véla, E., & Benhouhou, S. (2007).** Evaluation d'un nouveau point chaud de biodiversité végétale dans le Bassin méditerranéen (Afrique du Nord). *C. R. Biologies*, 330, 589-605.

318. **Véla, E., & Benhouhou, S. (2007).** Évaluation d'un nouveau point chaud de biodiversité végétale dans le Bassin méditerranéen (Afrique du Nord). *Comptes Rendus Biologies*, 330(8) : 589 605

319. **Vela, E., (2017). «** *De l'inventaire de la biodiversité aux priorités de conservation dans le hotspot du bassin méditerranéen : peut-on combler les déficits de connaissance* ? » Sciences de l'environnement. Université Montpellier, 65 p.

320. **Verlaque, R., Médail, F., Quézel, P., & Babinot, J. F. (1997).** Endémisme végétal et paléogéographie dans le Bassin méditerranéen. *Geobios*, 21(numéro spécial), 159-166.

321. **Verlaque, R., Médail. F., Aboucaya. A., (2001).** Valeur prédictive des types biologiques pour la conservation de la flore méditerranéenne. *Sciences de la Vie/Life Sciences*, 324 :1157-1165.

322. **Wang, B.S.P.** (**1974)**. Tree seed storage. Dept. Environ., Can. For. Serv. Publ. No.1335.

323. **Wildi, O. (2017).** Data analysis in vegetation ecology (3e ed.). (W. S. Federal, Ed.) Switzerland, Suisse, CABI.

324. **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.

325. **Williams, B. G., Honey, & D. (1982).** An electromagnetic induction, technique for reconnaissance surveys of soil salinity hazards. *Austr. J Soil Res.*, 20: 107-118.

326. **Wilson, E. O. (1988).** Division on Earth and Life Studies, Commission on Life Sciences. (N. A. Institution, Éd.) National academies Press.

327. **Wilson, E. O. (1992).** A fifty years plan for biodiversity surveys. *Nature*, 258: 1099-1100.

328. **Wilson, E. O. (2000).** The new synthesis, sociobiology. Harvard: University of Harvard Press.

329. **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.

330. **Witztum, A., Schulgasser, K., Vogel, S., (1996).** Upwind Movement of Achenes of *Centaurea eriophora* L. on the Ground. *Annals of Botany*, 78: 431-436.

331. **Wright, S. (1931).** Evolution in mendelian populations. *Genetics*, 16: 97-159.

332. **Wu, G.Q., Jiao, Q., Shui, Q.Z., (2015).** Effect of salinity on seed germination, seedling growth, and inorganic and organic solutes accumulation in sunflower (*Helianthus annuus* L.). *Plant Soil Environ.*, 61(5): 220–226.

333. **Wu, H., Walker, S., Rollin, M.J., Tan, D.K.Y., Robinson, G., Werth, J., (2007)**. Germination, persistence and emergence of flaxleaf fleabane. *Weed biology and Management*, 7: 192-9.

334. **Yahi, N., & Benhouhou, S. (2011).** Country reports and case studies (Algeria). Dans E. A. Radford, G. Catullo, & B. de Mont mollin (Éds.), Important Plant Areas of the south and east Mediterranean region. Priority sites for conservation (p. 107). Switzerland and Spain: UICN.

335. **Yahi, N., Vela, E., Benhouhou, S., De Belair, G., Gharzouli, R., (2012).** Identifying Important Plants Areas (Key Biodiversity Areas for Plants) in northern Algeria. *Journal of Threatened Taxa* 4(8): 2753–2765.

336. **Young, A., Boyle, T., & Brown, T. (1996).** The population genetic consequences of habitat fragmentation for plants. *Trends in Ecology and Evolution*., 11:413-418.

337. **Young, J.A., Clements, C.D., Pitcairn, M.J., Balciunas, J., Enloe, S., Turner, C., Harmon, D. (2005).** Germination Temperature Profiles for Achenes of Yellow Starthistle (*Centaurea solstitialis*). *Weed technology*, 19(4): 815-823.

338. **Yuan, X., Wen, B., (2018).** Seed germination response to high temperature and water stress in three invasive *Asteraceae* weeds from Xishuangbanna, SW China. *Plos One*, 13(1) : e0191710.

339. **Zare, A., Moosavi, S. A., (2020).** Quantifying seed germination responses of *Echinops* and *Centaurea*, to salinity and drought stresses. *Notulae Scientia Biologicae*, 12(3):702-710.

340. **Zarghani, H., Mijani, S., Nasrabadi, S.E., Ghias Abadi, M., Khorramdel, S., Azimi, R.** (2014). Temperature effect on the germination of some perrenial and annual species of *Asteraceae* family. *Plant breeding and seed science*, 69: 3-14.

341. **Zeraïa L. (1983).** Protection de la flore. Liste et localisation des espèces assez rares, rares et rarissimes. Station Centrale de Recherche en Ecologie Forestière, Algérie.

342. **Zhou, D., Xiao, M., (2010).** Specific ion effects on the seed germination of sunflower. *J. Plant Nutr*., 33(2): 255–266.

343. **Zhou, S., Han, Y.Y., Chen, Y., Kong, X., Wang, W. (2015).** The involvement of expansions in response to water stress during leaf development in wheat. *Journal of Plant Physiology*, 183: 64-74.

344. **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.

345. **Zimmermann, A., Hatchwell, M., Dickie, L., West, C., (2008).** Zoos in the 21st century: catalysts for conservation. Cambridge University Press, Cambridge. 373 p.

346. **Zohary, D., (1974).** Domestication of pulses in the old world. Science, 182: 887-994.

Biblio net

Site web 01 :

http://www.mobot.org/MOBOT/RESEARCH/APWEB/maps/asteraceaemap.gif

Date de consultation : le 17/5/2018 à 22 :53

Site web 02: https://inpn.mnhn.fr/espece/cd_nom/717126/tab/carte

Date de consultation : le 21/09/2022 à 20 : 34.

Site web 03:

https://inpn.mnhn.fr/espece/cd_nom/717126/tab/taxo

Date de consultation : le 18/06/2018 à 23: 03

Site web 04:

https://www.tela-botanica.org/flore/afrique-du-nord/

Annexes

Annexe 1 : Etude floristique

1. Formulaire de remplissage des relevés floristiques

Relevé N° : …..			
Date	**……..……..……**		
Coordonnées géographiques	**……..……..……**		
Altitude	**……..……**		
Pente	**……..……**		
% de recouvrement	**……..……**		
Exposition	**……..……**		
Indices / **Espèces**	**Abondance dominance**	**Sociabilité**	**Présence**

2. **Codification des espèces inventoriées**.

	Espèce	**Code**		**Espèce**	**Code**
1	*Aegilpos ovata* L.	**E 1**	**82**	*Linum corymbiferum* Desf.	**E 82**
2	*Aegilpos triuncialis* L.	**E 2**	**83**	*Lobularia maritima* L. Desv.	**E 83**
3	*Agave americana* L.	**E 3**	**84**	*Lomelosia simplex* (Desf.) Raf.	**E 84**
4	*Agropyron repens* (L.) P.B.	**E 4**	**85**	*Lomelosia stellata* L.	**E 85**
5	*Ajuga iva (L.) scherb*	**E 5**	**86**	*Lonicera etrusca* Santi.	**E 86**
6	*Ammi visnaga* Lam.	**E 6**	**87**	*Lotus corniculatus* L.	**E 87**
7	*Ampelaudesmos mauritanicus* (Poir.) T.Durand & Schinz	**E 7**	**88**	*Malva sylvestris* L.	**E 88**
8	*Anacyclus cytrtolepidioides* POMEL	**E 8**	**89**	*Marrubium vulgare* L.	**E 89**
9	*Anagallis arvensis* L. *subsp. Caerulea (Schreb.) Hartm.*	**E 9**	**90**	*Matthiola lunata* DC.	**E 90**
10	*Anagallis foemina*	**E 10**	**91**	*Medicago hybrida* (Pourr.) Trautv.	**E 91**
11	*Anthericum Liliago* L.	**E 11**	**92**	*Medicago polymorpha* L.	**E 92**
12	*Aposeris foetida* (L.) Less.	**E 12**	**93**	*Melica celiata* L.	**E 93**
13	*Arisarum simorrhinum* Durieu.	**E 13**	**94**	*Minuartia geniculata* (Poir.) Thell.	**E 94**
14	*Aristolochia baetica* L.	**E 14**	**95**	*Muscari comosum* (L.) Mill.	**E 95**
15	*Asparagus acutifolius* L.	**E 15**	**96**	*Muscari neglectum* Guss. Ex Ten.	**E 96**
16	*Asparagus horridus* L.	**E 16**	**97**	*Olea europaea L.* Var. oleaster Hoffm & Link.	**E 97**
17	*Asperula cynanchica* L.	**E 17**	**98**	*Olea europaea L.* Var. sativa Hoffm & Link.	**E 98**
18	*Asphodelus microcarpus* Salzm. & Viv.	**E 18**	**99**	*Ononis spinosa* L.	**E 99**
19	*Astericus maritimus* (L.) Less.	**E 19**	**100**	*Ononis striata Gouan. 1773*	**E 100**
20	*Astragalus tragacantha* L.	**E 20**	**101**	*Onopordum macracanthum* Schousb.	**E 101**
21	*Atractylis cancellata* L.	**E 21**	**102**	*Orchis anthropophora* (L.) All.	**E 102**
22	*Avena sterlilis* L.	**E 22**	**103**	*Ornithogalum arabicum*(L.) Raf.	**E 103**
23	*Ballota hirsuta* Benth.	**E 23**	**104**	*Ornithogalum umbullatum* L.	**E 104**
24	*Ballota nigra* L.	**E 24**	**105**	*Orobanche ramosa* (L.) Pomel.	**E 105**
25	*Bellis annua* L.	**E 25**	**106**	*Pallenis spinosa* (L.) Cass.	**E 106**
26	*Bombycilaena discolor* (Pers.) Laínz	**E 26**	**107**	*Pardoglossum cheirifolium* (L.) Barbier & Mathez	**E 107**
27	*Brachypodium distachyon* (L.) P.Beauv.	**E 27**	**108**	*Paronychia argentea* Lam.	**E 108**
28	*Bromus rubens* (L.)	**E 28**	**109**	*Phagnalon rupestre* (L.) DC.	**E 109**
29	*Calendula arvensis* L.	**E 29**	**110**	*Phlomis crinita* Cav.	**E 110**
30	*Calendula officinalis* L.	**E 30**	**111**	*Picris cupuligera* (Durieu) Walp.	**E 111**
31	*Calycotome spinosa* Link	**E 31**	**112**	*Pinus halepensis* Mill.	**E 112**

32	*Campanula rapanculus L.*	**E 32**	**113**	*Piptatherum miliaceum* (L.) Coss	**E 113**
33	*Carthamus lanatus* L.	**E 33**	**114**	*Pistachia lentiscus* L.	**E 114**
34	*Carthamus pinnatus* Desf.	**E 34**	**115**	*Pistachia terebinthus* L.	**E 115**
35	*Centaurea calcitrapa* L.	**E 35**	**116**	*Plantago albicans* L.	**E 116**
36	*Centaurea eriophora* L.	**E 36**	**117**	*Plantago bellardii* All.	**E 117**
37	*Centaurea melitensis* L.	**E 37**	**118**	*Plantago coronopus* L.	**E 118**
38	*Centaurea pullata* L.	**E 38**	**119**	*Plantago lanceolata* L.	**E 119**
39	*Centaurea solstitialis* L.	**E 39**	**120**	*Plantgo lagopus* L.	**E 120**
40	*Ceratonia siliqua*L.	**E 40**	**121**	*Poterium sanguisorba* L.	**E 121**
41	*Chamaerops humilis* L.	**E 41**	**122**	*Prunus dulcis* (Mill.) D.A.Webb	**E 122**
42	*Cistus parviflorus* Lam.	**E 42**	**123**	*Quercus coccifera* L.	**E 123**
43	*Cistus salvifolius* L.	**E 43**	**124**	*Quercus ilex* L.	**E 124**
44	*Convolvulus althaeiodes* L.	**E 44**	**125**	*Ranunculus carinthiacus* Hoppe	**E 125**
45	*Convolvulus siculus* L.	**E 45**	**126**	*Reichardia tingitana* (L.) Roth	**E 126**
46	*Crataegus monogyna* Jacq.	**E 46**	**127**	*Reseda alba* L.	**E 127**
47	*Cuscuta epithymum* (L.) L.	**E 47**	**128**	*Reseda phyteuma* L.	**E 128**
48	*Cynodon dactylon* (L.) Pers.	**E 48**	**129**	*Rhaponticum coniferum* (L.) Greuter	**E 129**
49	*Cynoglossum cheirifolium* L.	**E 49**	**130**	*Rosa canina* L.	**E 130**
50	*Dactylis glomerata* L.	**E 50**	**131**	*Rosmarinus officinalis* L.	**E 131**
51	*Daphne gniduim* L.	**E 51**	**132**	*Ruta chalepensis* L.	**E 132**
52	*Daucus carota* L.	**E 52**	**133**	*Ruta montana* (L.) L.	**E 133**
53	*Dipcadi serotinum* (L.) Medik.	**E 53**	**134**	*Salvia argentea* L.	**E 134**
54	*Echinaria capitata* (L.) desf.	**E 54**	**135**	*Salvia vebranaca* L.	**E 135**
55	*Echinops spinosus* L.	**E 55**	**136**	*Scilla peruviana* (L.) Septa.	**E 136**
56	*Echium italicum*	**E 56**	**137**	*Scolymus hispanicus* L.	**E 137**
57	*Elaeoselinum fontanesii* Boiss.	**E 57**	**138**	*Scorpiurus muricatus* L.	**E 138**
58	*Erodium chium* (L.) Willd.	**E 58**	**139**	*Sedum ochroleucum* Chaix.	**E 139**
59	*Erodium malacoides* (L.) L'Hér.	**E 59**	**140**	*Sideritis incana* L.	**E 140**
60	*Erodium moschatum* (L.) L'Hér.	**E 60**	**141**	*Silene colorata* Poir.	**E 141**
61	*Eruca vesicaria* subsp *sativa* (Mill.) Thell.	**E 61**	**142**	*Silybum marianum* (L.) Gaertn.	**E 142**
62	*Eryngium dichotomum* Desf.	**E 62**	**143**	*Sinapis alba* L.	**E 143**
63	*Eryngium maritimum* L.	**E 63**	**144**	*Sinapis arvensis* L.	**E 144**
64	*Eryngium tricuspidatum* L.	**E 64**	**145**	*Stachys ocymastrum* (L.) Briq.	**E 145**
65	*Eucalyptus globulus*Labill.	**E 65**	**146**	*Stipa tenassicima* L.	**E 146**
66	*Euphorbia aleppica* L.	**E 66**	**147**	*Teucrium capitatum* L.	**E 147**
67	*Euphorbia falcata*L.	**E 67**	**148**	*Teucrium polium* L.	**E 148**
68	*Evax pygmaea* L.	**E 68**	**149**	*Teucrium pseudochamaepitys* L.	**E 149**
69	*Fumana thymifolia* (L.) Spach. Ex Webb.	**E 69**	**150**	*Thymus algeriensis* Boiss. & Reut.	**E 150**
70	*Galium aparine* L.	**E 70**	**151**	*Thymus ciliatus* Desf.	**E 151**
71	*Gladiolus bysantinus* Mill.	**E 71**	**152**	*Thymus vulgaris* L.	**E 152**
72	*Helianthemum apenninum var virgatum*	**E 72**	**153**	*Torilis nodosa* (L.) Gaertn.	**E 153**
73	*Helianthemum appeninum* (L.) Mill.	**E 73**	**154**	*Trifolium angustifolium* L.	**E 154**

74	*Helianthemum marifolium*(L.) Mill.	**E 74**	**155**	*Trifolium stellatum* L.	**E 155**
75	*Hippocrepis ciliata* Willd	**E 75**	**156**	*Trifolium tomentosum* L.	**E 156**
76	*Hippocrepis unisiliquosa* L.	**E 76**	**157**	*Umbilicus rupestris* (Salisb.) Dandy	**E 157**
77	*Hordeum murinum* L. subsp. leporinum (Link) Arcang	**E 77**	**158**	*Urginea maritima* (L.) Speta.	**E 158**
78	*Knautia perpurea* (Vill.) Borbás	**E 78**	**159**	*Urospermum delechampii (*L.) Scop. ex F.W.Schmidt	**E 159**
79	*Lagurus ovatus* L.	**E 79**	**160**	*Valerianella discoidea* (L.) Loisel.	**E 160**
80	*Lamarckia aurea* L.	**E 80**	**161**	*Viola arborescens* L.	**E 161**
81	*Linum campnulatum L.*	**E 81**			

Annexe 2 : étude de la germination de *Centaurea eriophora* L.

1. Traitement statistique de l'effet de la température sur la germination

a. Rapport de test de ANOVA I sur les paramètres de germination

ANOVA à un seul facteur						
		Somme des carrés	ddl	Carré moyen	F	Sig.
TL	Inter groupes	40,292	7	5,756	34,536	,000
	Intragroupes	2,667	16	,167		
	Total	42,958	23			
DG	Inter groupes	3105,167	7	443,595	115,720	,000
	Intragroupes	61,333	16	3,833		
	Total	3166,500	23			
TFG	Inter groupes	34807,292	7	4972,470	97,420	,000
	Intragroupes	816,667	16	51,042		
	Total	35623,958	23			
TMG	Inter groupes	44,482	5	8,896	9,124	,001
	Intragroupes	11,701	12	,975		
	Total	56,182	17			
T50	Inter groupes	38,374	5	7,675	11,454	,000
	Intragroupes	8,041	12	,670		
	Total	46,415	17			

b. Temps de latence (TL)

Test de Duncan[a]						
Température	N	Sous ensemble pour alpha = 0.05				
		1	2	3	4	5
5	3	,000				
40	3	,000				
25	3		1,000			
20	3		1,667	1,667		
15	3			2,000		
30	3			2,000		
35	3				3,000	
10	3					4,000
Sig.		1,000	,063	,358	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.

c. Durée de germination (DG)

Test de Duncan[a]				
Température	N	Sous ensemble pour alpha = 0.05		
		1	2	3
5	3	,000		
40	3	,000		
10	3		19,667	
15	3			25,667
30	3			26,667
35	3			26,667
20	3			27,000
25	3			28,333
Sig.		1,000	1,000	,150

Les moyennes des groupes des sous ensembles homogènes sont affichées. a. Utilise la taille d'échantillon de la moyenne harmonique = 3,000.

d. Taux final de germination (TFG)

Test de Duncan[a]					
Température	N	Sous ensemble pour alpha = 0.05			
		1	2	3	4
5	3	,000			
40	3	,000			
10	3		31,667		
35	3		40,000	40,000	
30	3			45,000	
25	3				88,333
15	3				98,333
20	3				98,333
Sig.		1,000	,172	,404	,123

2. Traitement statistique de l'effet de stress hydrique sur la germination

a. Rapport de test de ANOVA I sur les paramètres de germination.

ANOVA à un seul facteur						
		Somme des carrés	ddl	Carré moyen	F	Sig.
TL	Inter groupes	24,000	6	4,000	8,400	,001
	Intragroupes	6,667	14	,476		
	Total	30,667	20			
DG	Inter groupes	1696,952	6	282,825	7,499	,001
	Intragroupes	528,000	14	37,714		
	Total	2224,952	20			
TFG	Inter groupes	15657,143	6	2609,524	18,735	,000
	Intragroupes	1950,000	14	139,286		
	Total	17607,143	20			
TMG	Inter groupes	1,750	5	,350	,271	,919
	Intragroupes	14,188	11	1,290		
	Total	15,937	16			
T50	Inter groupes	13,145	5	2,629	1,880	,178
	Intragroupes	15,386	11	1,399		
	Total	28,531	16			
TIG	Inter groupes	3211,905	6	535,317	3,716	,020
	Intragroupes	2016,667	14	144,048		
	Total	5228,571	20			

b. Temps de latence (TL).

Test de Duncan			
Stress hydrique	N	Sous ensemble pour alpha = 0.05	
		1	2
7	3	,000	
1	3		2,000
6	3		2,000
2	3		3,000
3	3		3,000
4	3		3,000
5	3		3,333
Sig.		1,000	,052

Les moyennes des groupes des sous ensembles homogènes sont affichées. a. Utilise la taille d'échantillon de la moyenne harmonique = 3,000.

c. Durée de germination (DG).

Test de Duncan			
Stress hydrique	N	Sous ensemble pour alpha = 0.05	
		1	2
7	3	,000	
6	3		18,333
2	3		24,667
3	3		25,667
5	3		25,667
4	3		26,333
1	3		26,667
Sig.		1,000	,157

Les moyennes des groupes des sous ensembles homogènes sont affichées. a. Utilise la taille d'échantillon de la moyenne harmonique = 3,000.

d. Taux final de germination (TFG).

Test de Duncan				
Stress Hydrique	N	Sous ensemble pour alpha = 0.05		
		1	2	3
7	3	,000		
6	3	6,667		
5	3	15,000		
4	3		36,667	
2	3		40,000	
3	3		51,667	
1	3			85,000
Sig.		,161	,161	1,000

Les moyennes des groupes des sous ensembles homogènes sont affichées. a. Utilise la taille d'échantillon de la moyenne harmonique = 3,000.

e. Taux initial de germination (TIG).

Stress hydrique	N	Sous ensemble pour alpha = 0.05			
		1	2	3	4
7	3	,000			
6	3	3,333	3,333		
5	3	10,000	10,000	10,000	
1	3	18,333	18,333	18,333	18,333
2	3		25,000	25,000	25,000
4	3			26,667	26,667
3	3				36,667
Sig.		,105	,059	,138	,105

Les moyennes des groupes des sous ensembles homogènes sont affichées. Le test de Duncan. Utilise la taille d'échantillon de la moyenne harmonique = 3,000.

3. Traitement statistique de l'effet de stress salin sur la germination

a. Rapport de test de ANOVA I sur les paramètres de germination.

ANOVA à un seul facteur						
		Somme des carrés	ddl	Carré moyen	F	Sig.
TL	Inter groupes	26,250	3	8,750	.	.
	Intragroupes	,000	8	,000		
	Total	26,250	11			
DG	Inter groupes	1370,917	3	456,972	7,982	,009
	Intragroupes	458,000	8	57,250		
	Total	1828,917	11			
TFG	Inter groupes	13489,583	3	4496,528	196,212	,000
	Intragroupes	183,333	8	22,917		
	Total	13672,917	11			
TMG	Inter groupes	1,706	2	,853	1,047	,417
	Intragroupes	4,074	5	,815		
	Total	5,780	7			
T50	Inter groupes	1,991	2	,995	2,398	,207
	Intragroupes	1,660	4	,415		
	Total	3,651	6			
TIG	Inter groupes	656,250	3	218,750	4,773	,034
	Intragroupes	366,667	8	45,833		
	Total	1022,917	11			

b. Durée de germination (DG).

Duncan			
Salinité	N	Sous ensemble pour alpha = 0.05	
		1	2
4	3	,0000	
3	3		17,3333
1	3		25,6667
0	3		26,6667
Sig.		1,000	,185

Les moyennes des groupes des sous ensembles homogènes sont affichées. Le test de Duncan. Utilise la taille d'échantillon de la moyenne harmonique = 3,000.

c. Taux final de germination.

Test de Duncan				
Salinité	N	Sous ensemble pour alpha = 0.05		
		1	2	3
4	3	,0000		
3	3	6,6667		
1	3		36,6667	
0	3			85,0000
Sig.		,126	1,000	1,000

Les moyennes des groupes des sous-ensembles homogènes sont affichées. Le test de Duncan. Utilise la taille d'échantillon de la moyenne harmonique = 3,000.

d. Taux initial de germination.

Test de Duncan				
Salinité	N	Sous ensemble pour alpha = 0.05		
		1	2	3
4	3	,0000		
3	3	5,0000	5,0000	
1	3		15,0000	15,0000
0	3			18,3333
Sig.		,392	,108	,563

Les moyennes des groupes des sous-ensembles homogènes sont affichées. Le test de Duncan. Utilise la taille d'échantillon de la moyenne harmonique = 3,000.

Autoécologie et conservation *ex-situ* d'une espèce assez rare du mont de Tessala (Algérie occidentale). Cas de *Centaurea eriophora* L.

Environmental and Experimental Biology (2022) 20: 37–43
http://doi.org/10.22364/eeb.20.04

Original Paper

Seed germination requirements and responses to salinity and water stress of *Centaurea eriophora*

ISSN 2255-9582

Amar Bouker[1]*, Zoheir Mehdadi[1], Ali Latreche[1], Boubakr Saidi[2]

[1]Laboratory of Plant Biodiversity: Conservation and Valorization, Faculty of Natural Sciences and Life, University of Djillali Liabes, Sidi Bel Abbes 22000, Algeria
[2]Laboratory of Agro-Biotechnology and Nutrition in Semi-Arid Zones, Ibn Khaldoun University, Tiaret 14000, Algeria

*Corresponding author, E-mail: amarb1422@gmail.com

Abstract

Centaurea eriophora L. (Asteraceae) is a rare annual plant, found in some Mediterranean regions and requiring conservational measures. The present study was carried out to highlight the species germination behavior under two controlled environmental constraints: salt and water stress. Achenes collected on Mount Tessala (North-West Algeria) were germinated under a water potential gradient (0 to −2.45 MPa) induced by different concentrations of polyethylene glycol and under different concentrations of NaCl (0 to 102 mM). The experiments were conducted at constant temperature. The obtained results showed a high significant effect of salinity and water stress, especially on final germination percentage, while the highest germination (85%) was obtained at control conditions in both of the tests. Under salinity and water stress conditions, there was a significant deterioration in most germination parameters, particularly a lower final germination percentage. The tolerance thresholds for salinity and water deficit were 68 mM and −1.2 MPa respectively. Beyond these values, seed germination of *C. eriophora* was completely inhibited. The sensitivity of *C. eriophora* achenes to environmental pressures should be considered in the long-term effective conservation plans.

Key words: aachenes, *Centaurea eriophora* L., conservation, germination, salinity, water stress.
Abbreviations: FGD, final germination day; FGP, final germination percentage; IGD, initial germination day; MGT, mean germination time; PEG, polyethylene glycol.

Introduction

The rapid global change and the increasing anthropogenic pressure on the Mediterranean region have led the global conservation assessments to consider the biodiversity of the Mediterranean biome as a priority (Médail, Quézel 1997; Médail, Quézel 1999; Syphard et al. 2009; Underwood et al. 2009). The reinforcement of plant populations through the introduction of *ex situ* conserved species is considered as a valid method of reducing the risk of extinction of threatened species and populations (Cerabolini et al. 2003).

Regeneration of natural populations includes the production and dispersal of seeds. It depends on germination and successful establishment of seedlings (Fangqing et al. 2012). Germination is considered to be the most critical stage and vulnerable step in the plant life cycle (Loic et al. 2012) and in the colonization process, which are essential in understanding the ecosystem dynamics (Baskin, Baskin 2014). In fact, seed germination has been advocated as one of the most viable biotechnological tools for the *ex situ* conservation of species (Kameshwararao 2004). However, each species has particular requirements for their seed germination in a patchy and changing environment (Simons, Johnston 2006; Vandelook et al. 2008). The knowledge of these requirements is very important in the conservation of rare and threatened species (Heywood, Iriondo 2003; Padmalatha, Prasad 2007), such as *Centaurea eriophora* L.

Propagation from seed is inexpensive and usually effective, but germination requirements for native species are often unknown, particularly for rare and/or endemic species from which material is more difficult to obtain (Cochrane et al. 2002; Cerabolini et al. 2004). On the other hand, seed germination is one of stages that is most sensitive to environmental stress and it is characterized by extremely high mortality rate and intense natural selection acting on the entire life cycle (Kolb, Barsch 2010). Hence, each species responds to abiotic factors in a particular way. In fact, water deficit and water/soil contamination with salt are two major environmental worldwide issues (Geissler et al. 2009) that influence seed germination. Drought causes severe limitation of plant growth, development and productivity as well, particularly in arid and semi-arid regions where it could delay germination and induce

Autoécologie et conservation *ex-situ* d'une espèce assez rare du mont de Tessala (Algérie occidentale). Cas de *Centaurea eriophora* L.

decreased germination percentage, rate and growth (Gallé et al. 2007). Despite this, seeds tolerant to water stress may have an ecological advantage in these conditions and can establish plants in areas in which drought dominates (Bewley, Black 1994).

Soil salinization is one of the main abiotic factors that affects seed germination regeneration in arid and semi-arid Mediterranean lands (Nedjimi, Guit 2021). Salt stress affects seed germination by reducing the osmotic potential, limiting seed hydration, and/or through ion toxicity that decreases seed viability (Sidari et al. 2008; Alatar 2011). Also, increased salinity has detrimental effects on germination and can reduce the percentage of germinating seeds (Shila et al. 2016). Soil salinity can interact with the thermoperiod to affect seed germination of many plant species, with higher suppression due to salt stress habitually found at the minimal or maximal thresholds of temperature tolerance (Delgado Fernández et al. 2016). Seed tolerance to salinity during germination is critical for the establishment of plants growing in saline soil of arid regions (Khan, Gulzar 2003).

Centaurea L. (Asteraceae) is represented by about 700 species distributed in the Mediterranean region and the Middle East, with few species in northern Eurasia, north and east Africa, North America, and Australia (Bancheva et al. 2014). The Mediterranean region is considered as a refugium for many of these species (Greuter 1979), and several endemic taxa of *Centaurea* have narrow distributions in this region (Pisanu et al. 2011). The Algerian flora includes 45 species of Centaurea and seven of them are localized in the Sahara (Quézel, Santa 1963). *Centaurea eriophora* L. is an annual plant, native to the western part of the Mediterranean region, growing on calcareous soils, on roadsides and in open arid spaces (De Clavijo 2002). *C. eriophora* is considered as a relatively rare plant species in northern Algeria (Quézel, Santa 1963). Our work constitutes a part of the conservation efforts of the *C. eriophora* population growing on Tessala Mount (western Algeria). The population is exposed to anthropo- and zoogenic pressure and drought, which remain the major causes of degradation of the flora (Cherifi et al. 2017).

Because of lack of information about *C. eriophora* salt or drought tolerance, the aim of the present study was to determine the suitable germination requirements under water and salinity and to evaluate its tolerance. Thus, the outputs of this study would be included in the elaboration of *ex situ* conservation protocol for this rare species.

Materials and methods

Achenes collection site

Achenes of *Centaurea eriophora* were collected during the period of maturation at the end of July, 2018, from local populations growing in Tessala Mount (north western Algeria) (35°16'08.56"N; 0°46'48.26"W; altitude 889 m). This area is arid to semi-arid with a typical Mediterranean climate characterized by an irregular rain events and a harsh dry summer period with annual precipitation between 290 and 420 mm and mean monthly temperatures in the range 9.4 to 26.6 °C (Dadach et al. 2016).

Germination test conditions

Considering that pathogen and non-pathogen organisms from the soil may affect achenes, their surface was sterilized for 5 min in 5% sodium hypochlorite solution (NaOCl), and then thoroughly rinsed two times with deionized water for 5 min to eliminate the effect of chlorine. Germination tests were carried out in quadruplicate on 20 achenes placed inside closed glass Petri dishes (90 mm of diameter) on two certified nontoxic No. 1 Whatman paper disks. The experiments were conducted in a Memmert incubator in darkness at constant optimum temperature (20 °C) for 30 days according to De Clavijo (2002) and Bouker et al. (2016).

Effect of salt and water stress on germination

For salt and water stress tests, germination was conducted using different solutions of NaCl (0, 2, 4, 6, 8 g L^{-1}) corresponding to the molar concentrations 0, 34, 68, 102, 136 mM, and polyethylene glycol (PEG6000) (0, 5, 10, 20, 40, 80, 120 g L^{-1}) corresponding to hydric potentials 0, −0.03, −0.08, −0.19, −0.47, −1.2 and −2.45 MPa, evaluated according the equation of Kaufman (1973). The moisture of the filter paper was kept constant by adding distilled water for the controls and by solutions of NaCl and PEG6000 for the other tests. We used the integument breakthrough by the radicle as a germination criterion (Baskin, Baskin 1998). The counting of germinated achenes was carried out every 24 h.

The cumulative germination curve was obtained by daily counting of the germinated achenes of C. eriophora. Furthermore, three parameters of germination were then determined: initial germination day (IGD), final germination percentage (FGP) and mean time of germination (MGT). MGT was calculated using the equation:

$$MGT = \Sigma (n_i \times d / N),$$

where n_i is the number of achenes germinated until day i; d is the incubation period in days, and N is the total number of achenes germinated in the treatment (Brenchley, Probert. 1998). Therefore, the MGT value is inversely proportional to the germination rate (Delgado Fernández et al. 2016).

Statistical data processing

Data were subjected to one-way analysis of variance (ANOVA), to evaluate the effect of salt and water stress on the individual parameters (IGD, FGP and MGT), followed by the Duncan's multiple range post hoc test. Data were analyzed using IBM statistics SPSS (23 version). The relationships between the germination parameters under

Autoécologie et conservation *ex-situ* d'une espèce assez rare du mont de Tessala (Algérie occidentale). Cas de *Centaurea eriophora* L.

the effect of different salt concentrations and different water potentials were analyzed by the evaluation of the coefficient of determination R^2 and using linear regression analysis. The graphs were produced using Excel software.

Results

Effect of salinity

The cumulative germination (Fig. 1) was modelled using the daily records of emerged radicles on *C. eriophora* achenes under saline stress conditions. For all of the tested NaCl concentrations, the cumulative germination curve can be divided into three phases: a latency phase, an exponential acceleration phase, and a stationary phase corresponding to a level reflecting the end germination result.

Germination was significantly affected by different levels of salinity ($p < 0.05$) (Table 1). Control achenes of *C. eriophora* were non-dormant and started germinating within the second day of incubation (Day 1) reaching FGP = 85% in Day 6 (Fig. 1). The lowest IGD (2 days) was obtained for control seeds. A positive and moderate linear relationship was evident between IGD and salinity (R^2 =0.42) (Fig. 2A), which means that the achenes of *C. eriophora* germinated abundantly and faster in distilled water.

According to Table 1, the effect of NaCl was significant particularly on FGP ($p < 0.001$; $F = 196.21$). In addition, a non-significant effect was observed on MGT. Also, a strong and inverse relationship was noted between the concentration of NaCl and FGP ($R^2 = 0.90$) (Fig. 2C). However, the weakest correlation was noted between MGT and salinity ($R^2 = 0.001$; Fig. 2B). Regarding the effect of the salinity on germination parameters shown in Table 1, the lowest MGT was observed for the control (3.12 days), and the highest FGP (85%) was obtained also in control conditions. In addition, FGP followed a steady decrease with increasing NaCl concentration (Fig. 2C). There was a strong linear relationship ($R^2 = 0.90$) between FGP and salinity (Fig. 2C). At 102 mM NaCl, the germination of *C. eriophora* achenes was entirely inhibited (Fig. 2).

Table 1. Effect of different molar concentrations of NaCl on the germination parameters of *Centaurea eriophora* seeds (mean ± SE, $n = 4$). IGD, initial germination day; FGP, final germination percentage; MGT, mean germination time. Different lowercase letters (column) show significant differences between the averages. According to Duncan multiple comparisons test *F*-probabilities are indicated by symbols: ***, significant differences at $p < 0.001$; ns, non-significant

NaCl (mM)	IGD (days)	FGP (%)	MGT (days)
0	2 b	85 c	3.12 ± 0.67 a
34	3 b	36.66 ± 5.77 b	4.1 ± 0.94 a
68	2.66 ± 2.3 b	6.66 ± 7.63 a	3.16 ± 1.18 a
102	0 a	0 a	–
F value	–	196.21***	1.04 ns

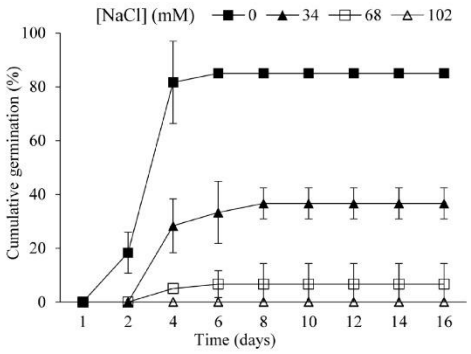


Fig. 1. Cumulative germination percentages in response to different molar concentrations of NaCl. Bars represent ± SE, ($n = 4$). Confidence interval were calculated at the threshold of 5%.

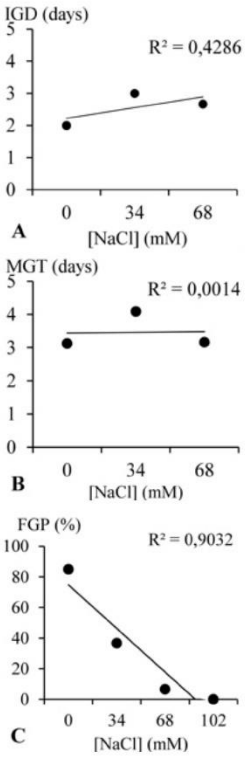


Fig. 2. Effect of different molar NaCl concentrations on germination parameters. Bars represent ± SE, ($n = 4$). The confidence intervals were calculated at the threshold of 5%.

Effects of water stress

As presented in Table 2, a significant effect was observed between water potential and the germination parameters: IGD ($p < 0.001$, $F = 8.4$) and FGP ($p < 0.001$, $F = 18.73$). Water potential induced by PEG6000 did not show any significant effect on MGT. In the water stress test, the highest germination percentage was found for distilled water treatment with a value 85% on Day 6 of incubation. The increase in PEG6000 concentration decreased water potential, which resulted in a steady decrease in FGP to reach a minimum (6.66 %) at water potential of –1.2 MPa (Fig. 3). The lowest IGD time (2 days; Fig. 4A) and mean germination time (MGT; 3.13 days; Fig. 4B) occurred in the control condition (0 MPa). Germination percentage was completely inhibited at water potential –2.45 MPa (Fig. 4C). Linear regression analysis showed a highly pronounced relationship between FGP and water potential ($R^2 = 0,87$), while a weak relationship occurred between water stress and IGD ($R^2 = 0.26$) (Fig. 4A) and MGT ($R^2 = 0.018$; Fig 4C).

Discussion

This study investigated germination requirements of *C. eriophora* achenes, which were collected from field, under different salinity and water stress conditions using a constant optimum temperature in order to understand effect of salinity and water stress on seed germination. These are the main abiotic factors all around the world. In fact, they constitute the main reasons of limited propagation and regeneration of some annual plant species (Heard, Ancheta 2011; Medjebeur et al. 2018; Zare, Moosavi 2020).

The obtained results showed that *C. eriophora* achenes are variable in their germination under salinity and water stress. At the optimum germination temperature (20

Table 2. Effect of different water potentials on the germination parameters of *Centaurea eriophora* seeds (mean ± SE, $n = 4$). IGD, initial germination day; FGP, final germination percentage; MGT, mean germination time. Different lowercase letters (column) show significant differences between the averages. According to Duncan multiple comparisons test *F*-probabilities are indicated by symbols: ***, significant differences at $p < 0.001$; ns, non-significant

Water potential (MPa)	IGD (days)	FGP (%)	MGT (days)
0	2 b	85c	3.13 ± 0.68 a
–0.03	3 b	40 ± 22.91 b	3.96 ±0.66 a
–0.08	3 b	51.66 ± 14.43 b	3.49 ± 0.58 a
–0.19	3 b	36.66 ± 10.40 b	3.53 ± 0.34 a
–0.47	3.33 ± 0.57 b	15 ± 8.66 a	3.45 ± 1.63 a
–1.20	2 ± 1.73 b	6.66 ± 7.63 a	3.33 ± 0.46 a
–2.45	0 a	0 a	–
F value	8.40***	18.73***	0.27 ns

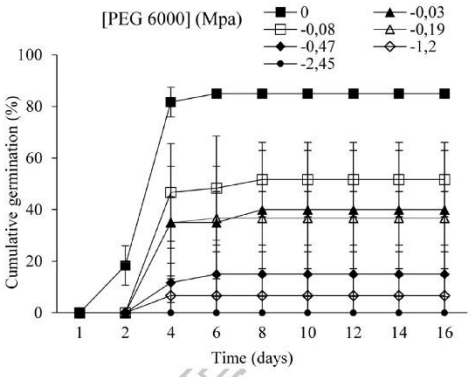


Fig. 3. Cumulative germination percentages in response to different water potentials. Bars represent ± SE, (n =4). Confidence interval were calculated at the threshold of 5%.

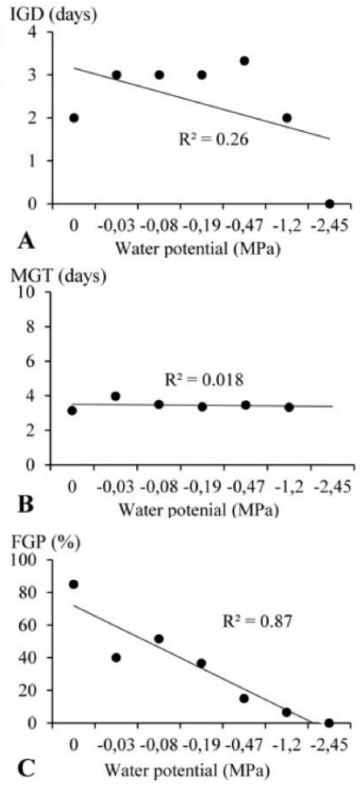


Fig. 4. Effect of different hydric potentials on germination parameters. Bars represent ± SE (n = 4). The confidence intervals were calculated at the threshold of 5%.

Autoécologie et conservation *ex-situ* d'une espèce assez rare du mont de Tessala (Algérie occidentale). Cas de *Centaurea eriophora* L.

°C), achenes were non-dormant and reached maximum germination under control conditions in both tests. Such a response has been shown also for other species of *Centaurea*, such as *Centaurea calcitrapa* L. (Micheal et al. 2002) and *Centaurea solstitialis* L. (Young et al. 2005). Our results are in agreement with the study of Dadach et al. (2018), which found that the best germination of *Marrubium vulgare* from the same study area occurred under control conditions. Germination of *C. eriophora* achenes was negatively affected by salinity. Significant decrease in FGP and an extension in IGD was observed when salt concentration increased. A low concentration of NaCl (34 mM) had little effect, and the tolerance threshold was 68 mM NaCl. Higher concentration (102 mM) caused a lower germination of *C. eriophora* achenes. The decrease in germination rate with increasing NaCl in the environment can be explained by low water potential generated by salt stress, causing the alteration of enzymes and hormones in the seeds (Botia et al. 1998). Similar to results of our study, high germination sensitivity to salt stress was also observed for the Turkish endemic speccies *Centaurea tuzgoluensis* (Yildiztugay et al 2011). These findings are in accordance with the reports of Nosratti et al. (2017) and Zare, Moosavi (2020), where *Centaurea virgata* Lam. and *Centaurea balsamita* Lam. germination was affected by salt stress conditions. Furthermore, *Lygeum spartum* L., a species of the arid steppes of Algeria, is considered as moderately salt-tolerant in the germination stage, with a tolerance threshold concentration of 150 mM (Nedjimi 2013).

Hence, it can be concluded that the ion disproportion is the main cause of lower salinity tolerance in *C. eriophora*. Moreover, Panuccio et al. (2014) noted that the negative effects of high salinity on seed germination may be due to ion toxicity as a consequence of a coincident increase in anion and cation concentration. In addition, it was noted that salinity stress led to disruption of hormonal balance in seeds, which may reduce consumption of seed reserves (Shokohifard et al. 1989; Albacete et al. 2014).

Drought tolerance during germination is considered as an important criterion for distinguishing the types of species that can sustain water deficit. Germination of *C. eriophora* achenes at different osmotic potentials was significantly affected by the severity of the water deficit constraint. The maximum FGP and shortest IGD and MGT occurred in the control (0 MPa). The germination percentage was intensely decreased with decrease of water potential. The tolerance threshold of *C. eriophora* was at −1.2 MPa and germination was halted −2.45 MPa. Decreasing water potential results in higher osmotic potential, impeding seed hydration and growth, which hinder radicle emergence and delay germination (Gill et al. 2003). These mechanisms are related to reduction of enzymatic activities due to the low availability, thus obstructing seed metabolism (Bewley, Black 1994).

Our results are similar to these of previous studies on germination of other species of *Centaurea*. A decrease in of germination percentage of *Centaurea solstitialis* L. was found to occur at −1.5 MPa (Lary, Gary 1997), and of *Centaurea iberica* achenes at −1.2 MPa (Nosratti et al. 2017). Also, *Glebionis segetum* (L.) Fourr., an endangered Asteraceae annual species, showed similar germination during water stress (Ruhl et al. 2015). Hamdini et al. (2021) reported that the germination of *Ruta chalepensis*, found in the same study area as *C. eriophora*, was also moderately tolerant to a range of water potential from 0 to −1.16 MPa. Thus, each species germinates under its specific critical osmotic potential.

It can be suggested that the moderate tolerance of *C. eriophora* achenes to water stress is due to their ability to absorb a sufficient amount of water during seed germination, even with its low availability. However, the global climate change affecting the Mediterranean region may provide more frequent and longer harsh periods, with higher temperature and lower precipitation (Rey et al. 2011), which potentially threatens the populations of *C. eriophora*. Despite its tolerance, the undesirable impact of climatic changes on the Mediterranean region will consequently threaten the long-term sustainability of this species. Regarding its ecological status, *C. eriophora* is considered as a rare plant requiring serious interest. Water insufficiency and salt stress, even at relatively low intensity can inhibit germination of *C. eriophora*.

Therefore, germination of this species of concern is sensitivity to salinity and water stress, which restricts its distribution in natural habitats. As the consequences of climate change are not avoidable, further conservation efforts and measures must be undertaken to compensate for these negative effects e.g. *ex situ* propagation. The salinity and drought effect in the germination stage requires further investigation to better understand the physiological mechanisms of this species that enable it to survive in limiting natural environmental conditions of these semi-arid and arid regions. The results of this study provide information about germination requirements that are needed to elaborate conservation and restoration plans.

Acknowledgements

We thank Dr. Benalia Abdelkrim for its language assistance. We thank also the general direction of scientific research and technological development (Ministry of Higher Education and Scientific Research, Algeria) for its financial support.

References

Alatar A.A. 2011. Effect of temperature and salinity on germination of *Achillea fragrantissima* and *Moringa peregrina* from Saudi Arabia. *Afr. J. Biotechnol.* 10: 3393–3398.

Albacete A.A., Martínez-Andújar C., Pérez-Alfocea F. 2014. Hormonal and metabolic regulation of source-sink relations under salinity and drought: From plant survival to crop yield stability. *Biotechnol. Adv.* 32: 12–30.

Autoécologie et conservation *ex-situ* d'une espèce assez rare du mont de Tessala (Algérie occidentale). Cas de *Centaurea eriophora* L.

Bancheva S., Kaya Z., Binzet, R. 2014. Morphological, cytological and palynological features of three closely related *Centaurea* species (Asteraceae) from Turkey. *Modern Phytomorphol.* 5: 79–84.

Baskin, C.C, Baskin J.M. 2014. *Seeds: Ecology, Biogeography, and Evolution of Dormancy and Germination*. 2nd Ed. Elsevier Academic Press, San Diego.

Bewley D. J., Black, M. 1994. *Seeds: Physiology of Development and Germination*. 2nd Ed. Springer Science and Business Media. New York.

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.

Bouker A., Mehdadi Z., Latreche A., Boubaker S., Adjoudj A., Dadach M. 2016. Research of the optimal temperature conditions for germination of *Centaurea eriophora* achenes from Tessala mount (western Algeria). *Bull. Environ. Pharmacol. Life Sci.* 6: 6–11.

Brenchley J., Probert R. 1998. Seed germination responses to some environmental factor in the sea grass (*Zostera capricorni*) from eastern Australia. *Aquat. Bot.* 62 : 177–188.

Cerabolini B., Ceriani R.M., Caccianiga M., De Andreis R., Raimondi B. 2003. Seed size, shape and persistence in soil: a test on Italian flora from Alps to Mediterranean coasts. *Seed Sci. Res.* 33: 75–85.

Cerabolini B., De Andreis R., Ceriani R.M., Pierce S., Raimondi, B. 2004. Seed germination and conservation of endangered species from the Italian Alps: *Physoplexis comosa* and *Primula glaucescens*. *Biol Conserv.* 117: 351–356.

Cherifi K., Mehdadi Z., Elkkiati N., Latreche A., Ramdani M. 2017. Floristic composition of the mountainous massif of Tessala (Algeria West). Biodiversity and regression dynamics of the forest ecosystem. *J. Mater. Environ. Sci.* 8: 3184–3191.

Cochrane A., Kelly A., Brown K., Cunneen S. 2002. Relationships between seed germination requirements and ecophysiological characteristics aid the recovery of threatened native plant species in Western Australia. *Ecol. Manage. Restor.* 3: 47–60.

Dadach M., Mehdadi Z. 2016. Testing the effect of temperature and salinity on germination behavior of *Thymus fontanesii* Boiss. & Reut. *Adv. Nat. Appl. Sci.* 10: 372–378.

Dadach M., Mehdadi Z., Adjoui A. 2018. Evaluation of the tolerance to temperature and salinity on seed germination of three Lamiacea from Algerian scrubland. *Adv. Res. Life Sci.* 2: 11–15.

De Clavijo E.R. 2002. Role of within-individual variation in capitulum size and achene mass in the adaptation of the annual *Centaurea eriophora* to varying water supply in a Mediterranean environment. *Ann. Bot.* 90: 279–286.

Delgado Fernández I.C., Luque E.G., Mercado F.G., Pedrosa W. 2016. Influence of temperature and salinity on the germination of *Limonium tabernense* Erben from Tabernas Desert (Almería, SE Spain). *Flora* 218: 68–74.

Fangqing C., Lei L., Faju C., Guomei J. 2012. The ecological characteristics of seed germination and seedling establishment of *Manglietia patungensis*: implication for species conservation. *Amer. J. Plant Sci.* 3: 1455–1461.

Gallé A., Haldimann P., Feller U. 2007. Photosynthetic performance and water relations in young pubescent oak (*Quercus pubescens*) trees during drought stress and recovery. *New Phytol.* 174: 799–810.

Geissler N., Hussin S., Koyro, H.W. 2009. Interactive effects of NaCl salinity and elevated atmospheric CO_2 concentration on growth, photosynthesis, water relations and chemical composition of the potential cash crop halophyte *Aster tripolium* L. *Environ. Exp. Bot.* 65: 220–231.

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 Regul.* 40: 157–162.

Greuter, W. 1979. *Plants and Islands*. Academic Press, London.

Hamdini A., Mehdadi Z., Dadach M., Latreche A. 2021. Effect of abiotic stresses on germination behaviour of *Ruta chalepensis*. *Botanica* 27: 23–33.

Heard S.B., Ancheta, J. 2011. Effects of salinity and temperature on *ex situ* germination of the threatened Gulf of St. Lawrence Aster, *Symphyotrichum laurentianum* Fernald (Nesom). *Plant Species Biol.* 26: 158–162.

Heywood V.H., Iriondo J.M., 2003. Plant conservation: old problems, new perspectives. *Biol. Conserv.* 113: 321–335.

Kameshwararao, N. 2004. Plant genetic resources: Advancing conservation and use through biotechnology. *Afr. J. Biotechnol.* 3: 136–145.

Khan M.A., Gulzar, S. 2003. Germination responses of *Sporobolus ioclados*: a saline desert grass. *J. Arid Environ.* 53: 387–394.

Kolb A., Barsch K. 2010. Environmental factors and seed abundance influence seedling emergence of a perennial forest herb. *Acta Oecol.* 36: 507–513.

Lary L., Gary K. 1997. Differential germination by dimorphic achenes of yellow starthistle (*Centaurea soltitialis* L.) under water stress. *J. Arid Environ.* 37: 107-–114.

Loic R., Manuel D., Karine G., Julie C., Julia B., Claudette J., Dominique J. 2012. Seed germination and vigor. *Annu. Rev. Plant. Biol.* 63: 507–533.

Médail F., Quézel. P.1997. Hot-spots analysis for conservation of plant biodiversity in the Mediterranean basin. *Ann. Missouri Bot. Garden* 84: 112–127

Médail F., Quézel. P.1999. Biodiversity hotspots in the Mediterranean basin: setting global conservation priorities. *Conserv. Biol.* 13: 1510–1513.

Medjebeur D., Hannachi L., Ali-Ahmed S., Metna B. 2018. Effets de la salinité et du stress hydrique sur la germination des graines de *Hedysarum flexuosum* (Fabaceae). *Rev. Ecol. Terre Vie* 73: 317–328.

Michael J., Pitcairn M.J., Young J.A., Clements C.D., Balciunas J. 2002. Purple starthistle (*Centaurea calcitrapa*) seed germination. *Weed Technol.* 16 : 452–456.

Nedjimi B. 2013. Effect of salinity and temperature on germination of *Lygeum spartum*. *Agric. Res.* 2: 340–345.

Nedjimi B., Guit B. 2021. Salinity and temperature influencing seed germination of Mediterranean Aleppo pine (*Pinus halepensis* Mill.): an ecological adaptation to saline environments. *Baltic Forestry* 27: 544.

Nosratti I., Soltanabadi S., Honarmand S.J., Chauhan, B.S. 2017. Environmental factors affect seed germination and seedling emergence of invasive *Centaurea balsamita*. *Crop Pasture Sci.* 68: 583–589.

Padmalatha K., Prasad M.N. 2007. Seed germination studies in *Pterocarpus santalinus* L.F. an endangered and endemic medicinal plant, and relevance to conservation. *Seed Sci. Technol.* 1: 32–34.

Panuccio M.R., Jacobsen S.E., Akhtar S.S., Muscolo A. 2014. Effect of saline water on seed germination and early seedling growth of the halophyte quinoa. *AoB Plants* 6: plu047.

Pisanu S., Mameli G., Farris E., Binelli G., Filigheddu R. 2011. A

Autoécologie et conservation *ex-situ* d'une espèce assez rare du mont de Tessala (Algérie occidentale). Cas de *Centaurea eriophora* L.

natural homoploid hybrid between *Centaurea horrida* and *Centaurea filiformis* (Asteraceae) as revealed by morphological and genetic traits. *Folia Geobot.* 46 : 69–86.

Quézel P., Santa, S. 1963. *Nouvelle Flore de l'Algérie et des Régions Désertiques Méridionales*. Vol. 2. CNRS, Paris.

Rey A., Pegoraro E., Oyonarte C., Were A., Escribano P., Raimundo J. 2011: Impact of land degradation on soil respiration in a steppe (*Stipa tenacissima* L.) semi-arid ecosystem in the SE of Spain. *Soil Biol. Biochem.* 43: 393–403.

Ruhl A.T., Eckstein R.L., Otte A., Donath T.W. 2015. Distinct germination response of endangered and common arable weeds to reduced water potential. *Plant Biol.* 18: 83–90.

Shila A., Haque M.A., Ahmed R., Howlader M.H. 2016. Effect of different levels of salinity on germination and early seedling growth of sunflower. *World J. Agric. Res.* 3: 48–53.

Shokohifard G., Sakagam K.H., Matsumoto S. 1989. Effect of amending materials on growth of radish plant in salinized soil. *J. Plant Nutr.* 12: 1195-1294.

Sidari M., Mallamaci C., Muscolo A. 2008. Drought, salinity and heat differently affect seed germination of *Pinus pinea*. *J. For. Res.* 13: 326–330.

Simons A.M., Johnston M.O. 2006. Environmental and genetic sources of diversification in the timing of seed germination: implications for the evolution of bet hedging. *Evolution* 60: 2280–2292.

Syphard A.D., Radeloff V.C., Hawbaker T.J., Stewart S.I. 2009. Conservation threats due to human-caused increases in fire frequency in Mediterranean-climate ecosystems. *Conserv. Biol.* 23: 758–769.

Underwood E.C., Viers J.H., Klausmeyer K.R., Cox R.L., Shaw M.R. 2009. Threats and biodiversity in the Mediterranean biome. *Diversity Distrib.* 15: 188–197

Vandelook F., Van de Moer D., Van Assche J.A. 2008. Environmental signals for seed germination reflect habitat adaptations in four temperate Caryophyllaceae. *Funct. Ecol.* 22: 470–478.

Yıldıztugay E., Sekmen A.H., Turkan I., Kucukoduk M. 2011. Elucidation of physiological and biochemical mechanisms of an endemic halophyte *Centaurea tuzgoluensis* under salt stress. *Plant Physiol. Biochem.* 49: 816–824.

Young J.A., Clements C.D., Pitcairn M.J., Balciunas J., Enloe S., Turner C., Harmon, D. 2005. Germination-temperature profiles for achenes of yellow starthistle (*Centaurea solstitialis*). *Weed Technol.* 19: 815–823.

Zare, A., Moosavi, S. A. 2020. Quantifying seed germination responses of *Echinops* and *Centaurea* to salinity and drought stresses. *Notulae Sci. Biol.* 12: 702–710.

PROOF

Received 1 November 2021; received in revised form 2 February 2022; accepted 5 March 2022

Autoécologie et conservation *ex-situ* d'une espèce assez rare du mont de Tessala (Algérie occidentale). Cas de *Centaurea eriophora* L.

Le mont de Tessala situé dans le secteur Oranais, est caractérisé par sa richesse spécifique importante et remarquable du point de vue de sa localisation géographique où il est soumis à des contraintes environnementales comme la sécheresse, la salinité des sols, le déficit hydrique et la pression anthropozoogène. Les valeurs écologiques et patrimoniales de ce site sont traduites par le fait qu'il héberge diverses formations végétales, qui abritent des espèces végétales de différents statuts patrimoniaux. Notre travail s'inscrit dans le cadre de la biologie de conservation de *Centaurea eriophora* L., espèce rare évoluant dans la zone d'étude. Il s'agit d'étudier son autoécologie par la caractérisation de son cortège floristique, son substrat édaphique et de confirmer de son statut patrimonial actuel au niveau local. Le comportement germinatif des graines de l'espèce étudiée vis-à-vis de la température, du stress hydrique et de la salinité a été également abordé.

Pour l'autoécologie de *C. eriophora* L. 38 relevés floristiques ont été effectués. L'inventaire floristique nous a permis de comptabiliser 161 espèces réparties en 41 familles botaniques, 6 types biologiques et 19 types biogéographiques dont 140 espèces forment le cortège floristique de notre espèce. Le calcul de la fréquence d'apparition des espèces inventoriées a fait ressortir que *C. eriophora* L. fait partie de la catégorie des espèces rares (soit 77.16% des espèces recensées).

Le traitement des données pédologiques et floristiques par l'analyse factorielle des correspondances (A.F.C) et la classification hiérarchique ascendante (C.H.A) révèle une diversité et une hétérogénéité dans les formations végétales et montre que cette plante fait partie du cortège floristique des garrigues et se développe surtout dans les pelouses ensoleillées, sur substrat calcaire riche en matière organique et à une texture limoneuse équilibrée.

Dans le cadre de la biologie de conservation de cette espèce, nous avons entrepris l'approche « *ex-situ* » en cherchant les conditions optimales de germination de ses graines. Nos essais ont consisté à mettre au point l'optimum thermique de germination. Ensuite, nous avons étudié le comportement germinatif des graines utilisées vis-à-vis du stress salin en utilisant le chlorure de sodium (NaCl) à différentes concentrations et du stress hydrique à différents potentiels hydriques en utilisant différentes concentrations de polyéthylène glycol PEG_{6000}. 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 (T50).

Les résultats obtenus montrent que *C. eriophora* présente une valeur maximale de TFG à 20°C. cependant, la germination décroit 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 que le TFG le plus important est obtenu chez les témoins ; sa valeur diminue progressivement quand la concentration du NaCl ou du PEG_{6000} augmente dans le milieu. *C. eriophora* semble être sensible à la salinité dans la mesure où son seuil de tolérance au NaCL se situe à 4 g/L équivalent à 68 mM. Par contre, elle peut supporter un potentiel hydrique important de l'ordre de -1,2 MPa.

Les résultats obtenus ont permis d'acquérir des connaissances sur l'autoécologie et le comportement germinatif de *C. eriophora*. Ces données serviront certainement dans le cadre de la biologie de conservation de *C. eriophora.*

Mots clés : Autoécologie, *Centaurea eriophora* L., conservation, germination, mont de Tessala.