

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

REPUBLIQUE ALGÉRIENNE DÉMOCRATIQUE ET POPULAIRE

وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

MINISTÈRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPÉRIEUR ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE

UNIVERSITÉ BADJI MOKHTAR –
ANNABA

جامعة باجي مختار
عنابة



FACULTÉ DES SCIENCES
DÉPARTEMENT DE BIOLOGIE
LABORATOIRE DE BIOLOGIE VÉGÉTALE ET ENVIRONNEMENT

Thèse En vue de l'obtention du Diplôme de Doctorat

Domaine : SCIENCE DE LA NATURE ET DE LA VIE

Filière : BIOLOGIE

Spécialité : BIOLOGIE VÉGÉTALE ET ENVIRONNEMENT

Intitulé

« **Diversité des Fabacées et de leurs symbiotes autour
du lac Fetzara** ».

Presentée par : FETNACI Imene

Directrice de thèse : BEDDIAR Arifa (Pr, Université Badji Mokhtar - Annaba)

Devant un jury composé de :

| | | |
|-----------------------|-----------|-----------------------------------|
| Pr. DJEMAI Rachid | Président | Université Badji Mokhtar - Annaba |
| Dr. BOUDIAF Imène | Examineur | Université Badji Mokhtar - Annaba |
| Pr. SLIMANI Ali | Examineur | Université d'El Tarf |
| Pr. CHEFROUR Azzedine | Examineur | Université DE Souk Ahras |

Année universitaire : 2021/2022

Dédicaces

Je dédie cette thèse à :

Mes très chers parents.

Mon très cher époux.

Mes chers beaux-parents.

Mes frères et sœurs ainsi que mes adorables neveux et nièces.

Mes amies.

Imene FETNACI

Remerciements

Avant d'être un manuscrit et un exposé de 45 minutes, une thèse, c'est un long parcours de travail, d'expériences de terrain, de réflexion, d'écriture, le tout passant par toutes les phases possibles en ce qui concerne le moral, l'enthousiasme et la détermination. Indéniablement, la thèse est loin d'être un travail solitaire. Il me faut donc aujourd'hui revenir sur ces années et sur les personnes qui m'ont aidé et accompagné dans le travail ainsi que dans la vraie vie. C'est donc avec mon enthousiasme le plus vif et le plus sincère que je voudrais rendre mérite à tous ceux qui à leur façon m'ont aidé à mener à bien cette thèse.

Ma première reconnaissance va tout naturellement à ma directrice de thèse, Madame Arifa BEDDIAR, Professeur à l'Université Badji Mokhtar Annaba. Je serai toujours reconnaissante envers elle. Elle qui m'a donné l'occasion de faire ce travail avec toute la confiance qu'elle m'a prodigué. Son écoute, ses conseils avisés et surtout sa patience, Je la remercie pour son encadrement, de m'avoir fait découvrir le monde de l'interaction entre les microorganismes et les plantes, grâce à ça j'ai trouvé ma voie, qu'elle soit sincèrement remerciée.

Mes sincères remerciements s'adressent aux membres de jury qui ont bien voulu accepter de lire et juger ce travail :

- Monsieur DJEMAI Rachid, Professeur à l'Université Badji Mokhtar Annaba, en qualité de président du jury,
- Monsieur SLIMANI Ali, Professeur à l'université d'El Taref, en qualité d'examineur,
- Monsieur CHEFROUR Azzedine, Professeur à l'Université de Souk Ahras, en qualité d'examineur,
- Madame BOUDIAF Imène, Maître de conférences – Classe A, à l'Université Badji Mokhtar d'Annaba, en qualité d'examinatrice et aussi pour m'avoir guidé au début de ma thèse lorsque je ne connaissais personne et que je ne savais pas comment manipuler. Elle m'a beaucoup appris sur énormément de choses, qu'elle soit chaleureusement remerciée.

Leurs remarques, suggestions et conseils sont les biens venus et qu'ils soient vivement remerciés.

Je ne saurai remercier celui qui m'a aidé tout au long de ce travail, Tarek HAMEL, Maître de conférences – Classe A de l'Université Badji Mokhtar Annaba qui a sacrifié beaucoup de son temps pour m'aider, m'a appris énormément sur les plantes, pour son soutien et ses encouragements. Qu'il soit remercié du fond du cœur pour tout ce qu'il m'a apporté.

Je remercie également ma collègue de travail qui est devenue mon amie, Hana KSENTINI Maître de conférences – Classe B de l'Université Badji Mokhtar Annaba pour son aide et pour les moments inoubliables qu'on a passé ensemble. Je remercie aussi mes autres collègues de

Remerciements

travail Rafika BRAKNI, Souad MERAGHNI, Ahlem DAFRI, Roubela MEKSEM, Noura AOUISSI, Meriem ADOUANE. Nous avons toutes travaillé dans une ambiance familiale et chaleureuse.

Merci à Sofienne Hammida, technicien au laboratoire de Biologie végétale et Environnement pour son aide et sa disponibilité au quotidien. à Amina HASSAINE maître de conférences – Classe A de l'Université Badji Mokhtar Annaba pour sa sympathie et sa générosité.

Merci, à mes parents qui m'ont énormément soutenu et particulièrement à mon père qui aime la science. Merci pour m'avoir motivé dès mon jeune âge de suivre mon petit bout de chemin, de persévérer dans ce que je rêvais de faire. Merci pour ses regards fiers à chacune des étapes de ma vie. Merci aussi à mes frères et sœurs pour leurs encouragements.

Merci à mon époux, merci d'être présent et de m'encourager au quotidien. Je remercie mes beaux-parents pour leur affection maintes fois renouvelée.

Merci à mes meilleures amies Rahma et Khadidja d'être toujours présentes au moindre problème

Il est probable que j'oublie quelques personnes, et j'espère qu'elles ne m'en tiendront pas rigueur. Si elles me connaissent bien, elles sauront que c'est involontaire.

Résumé

Dans le cadre de valorisation des ressources naturelles de l'Algérie, nous nous sommes proposé, dans le présent travail, d'établir une étude sur la diversité végétale autour du lac Fetzara (Nord-Est algérien), faire ressortir les Fabacées les plus représentées et étudier la diversité de leurs partenaires symbiotiques fixateurs d'azote.

L'étude floristique est effectuée sur quatre sites situés au nord, est, sud et ouest du lac. Les résultats font état de 226 taxons appartenant à 166 genres et 58 familles avec la dominance des thérophytes (45,13%, soit 102 espèces). Le type chorologique méditerranéen est le plus dominant avec 56.64 % de la flore étudiée et 19 espèces sont endémiques. Cependant plusieurs facteurs perturbant la diversité végétale sont relevés notamment la forte salinité des sols et le pâturage. L'approche statistique montre l'existence de trois principales communautés végétales réparties sur des gradients d'hydrologie, de salinité et de perturbation anthropique. Les analyses effectuées sur les sols du lac Fetzara ont permis de démontrer que les sols ont une texture à dominance argileuse, moyennement calcaire avec des pH alcalins et surtout très affectés par le phénomène de salinisation.

La famille des Fabacées est la plus représentée avec 35 espèces ce qui représente 15.49 % des plantes répertoriées avec la présence d'une endémique algérienne *Genista numidica* Spach. subsp. *numidica*. Le genre *Trifolium* est le plus représenté (13 espèces). La quasi majorité des espèces de légumineuses sont fourragères et représentent donc un apport incontestable pour des régions à vocation pastorale. Il apparaît que certaines ont une répartition très large notamment trois d'entre elles à savoir *Medicago littoralis*, *Trifolium repens* et *Melilotus indicus*. Cette prospection botanique nous permet donc de sélectionner ces trois Fabacées pour l'étude de leurs partenaires symbiotiques.

A partir des quatre sites étudiés l'isolement est réalisé à partir des nodules de plantes relevées sur le terrain. Un total de 150 isolats est obtenu (50 pour *Trifolium repens*, 60 pour *Medicago littoralis* et 40 pour *Melilotus indicus*) Les isolements bactériens sont majoritairement à croissance rapide. Les colonies obtenues présentent une morphologie comparable à celle des rhizobia connus.

Le test de nodulation a permis d'authentifier en tant que BNL (bactéries nodulant les légumineuses) 80 souches bactériennes (30 pour *Trifolium repens*, 32 pour *Medicago littoralis* et 18 pour *Melilotus indicus*).

La caractérisation phénotypique est réalisée à l'aide de tests physiologiques (pH différents, concentrations de NaCl différentes et tolérance à la température), d'expériences nutritionnelles (assimilation de différents glucides) et de profils biochimiques (catalase, oxydase, lipase et uréase). Les résultats montrent que les bactéries associés aux *Trifolium repens*, *Medicago littoralis* et *Melilotus indicus* peuvent croître à un pH 4 à 11, une concentration en sel (NaCl) de 1,2M et une température allant jusqu'à 50° C et sont capables de produire différentes enzymes, Les caractéristiques symbiotiques et culturales des isolats ont révélé l'existence d'une grande diversité physiologique parmi les bactéries testées, qui présentaient une large capacité à assimiler différentes substances carbonées, avec des tolérances constantes et importantes au pH [4-10,8], à la température [4 -50°C], et la salinité [NaCl = 0M-1,2M]

Mots clés : lac Fetzara (Nord-Est algérien), étude floristique, Fabaceae, rhizobia, symbiose.

Summary

As part of the development of Algeria's natural resources, we have proposed, in this work, to establish a study on plant diversity around Fetzara lake (North-East Algeria), highlight the most represented Fabaceae and study the diversity of their nitrogen-fixing symbiotic partners.

The floristic study is carried out on four sites located to the north, east, south and west of the lake. The results show 226 taxa belonging to 166 genera and 58 families with the dominance of therophytes (45.13%, or 102 species). The Mediterranean chorological type is the most dominant with 56.64% of the flora studied and 19 species are endemic. However, several factors disturbing plant diversity are noted, including high soil salinity and grazing. The statistical approach shows the existence of three main plant communities spread over gradients of hydrology, salinity and anthropogenic disturbance. The analyses carried out on the soils of Lake Fetzara have shown that the soils have a predominantly clayey texture, moderately calcareous with alkaline pH and above all very affected by the salinization phenomenon.

The *Fabaceae* family is the most represented with 35 species that represents 15.49% of the plants listed with the presence of an Algerian endemic *Genista numidica* Spach. subsp. *numidica*. The genus *Trifolium* is the most represented (13 species). Almost the majority of legume species are fodder and therefore represent an undeniable contribution for pastoral regions. It appears that some have a very wide distribution including three of them namely *Medicago littoralis*, *Trifolium repens* and *Melilotus indicus*. This botanical prospection allows us to select these three *Fabaceae* for the study of their symbiotic partners.

From the four sites studied, isolation is carried out from the nodules surveyed in the field. A total of 150 isolates are obtained (50 for *Trifolium repens*, 60 for *Medicago littoralis* and 40 for *Melilotus indicus*) Bacterial isolates are mostly fast-growing.. The colonies obtained have a morphology comparable to that of known rhizobia.

The nodulation test authenticated as LNB (legume-nodulating bacteria) 80 bacterial strains (30 for *Trifolium repens* 32 for *Medicago littoralis* and 18 for *Melilotus indicus*).

Phenotypic characterization is carried out using physiological tests (different pH, different NaCl concentrations and temperature tolerance), nutritional experiments (assimilation of different carbohydrates) and biochemical profiles (catalase, oxidase, lipase and urease). the results show that the bacteria associated with *Trifolium repens*, *Medicago littoralis* and *Melilotus indicus* can grow at a pH 4 to 11, a salt concentration (NaCl) of 1.2M and a temperature of up to 50 ° C. the isolates are able to produce different enzymes, The symbiotic and cultural characteristics of the isolates revealed the existence of a great physiological diversity among the bacteria tested, which had a wide capacity to assimilate different carbonaceous substances, with constant and large tolerances to pH [4-10.8], temperature [4 - 50°C], and salinity [NaCl = 0M-1.2M].

Keywords: Fetzara lake (North-East Algeria), floristic study, Fabaceae, rhizobia, symbiosis.

الملخص

في إطار تعزيز الموارد الطبيعية الجزائرية، لقد اقترحنا، في العمل الحالي، لإجراء دراسة عن التنوع النباتي حول بحيرة فتزارة (شمال شرق الجزائر)، تسليط الضوء على البقولية الأكثر تمثيلاً ودراسة تنوع شركائها التكافليين المثبتين للنيتروجين

تمت دراسة الأزهار في أربعة مواقع تقع شمال وشرق وجنوب وغرب البحيرة. أظهرت النتائج أن 226 نوعاً تنتمي إلى 166 جنساً و 58 عائلة مع سيطرة نباتات ثيوفيت (45.13% ، أو 102 نوع). النوع الكروولوجي المتوسطي هو الأكثر انتشاراً حيث تمت دراسة 56.64% من النباتات و 19 نوعاً مستوطنة. ومع ذلك ، لوحظت عدة عوامل تزجج التنوع النباتي ، ولا سيما ارتفاع ملوحة التربة والرعي. يوضح النهج الإحصائي وجود ثلاث مجتمعات نباتية رئيسية موزعة على تدرجات الهيدرولوجيا والملوحة والاضطراب البشري المنشأ. أظهرت التحليلات التي أجريت على تربة بحيرة فتزارة أن التربة لها قوام طيني في الغالب ، وكلسي معتدل مع درجة حموضة قلووية وقبل كل شيء متأثرة جداً بظاهرة تملح التربة.

تعد عائلة *Fabaceae* هي الأكثر تمثيلاً بـ 35 نوعاً ، والتي تمثل 15.49% من النباتات المدرجة مع وجود *Genista numidica Spach* الجزائري المتوطن. يعتبر جنس *Trifolium* هو الأكثر تمثيلاً (13 نوعاً). معظم أنواع البقوليات تقريباً هي علف وبالتالي تمثل مساهمة لا جدال فيها للمناطق ذات المهنة الرعوية. يبدو أن بعضها لها توزيع واسع جداً بما في ذلك ثلاثة منها وهي *Medicago littoralis* و *Trifolium repens* و *Melilotus indicus*. وبالتالي ، فإن هذا التنقيب النباتي يسمح لنا باختيار هذه البقولية الثلاثة لدراسة شركائها التكافليين.

من المواقع الأربعة التي تمت دراستها ، تم عزل العقيدات المسجلة في الحقل. تم الحصول على إجمالي 150 عزلة (50 لعزلة *Trifolium repens* ، و 60 لعزلة *Medicago littoralis* و 40 لعزلة *Melilotus indicus*) العزلات البكتيرية سريعة النمو بشكل أساسي. تعرض المستعمرات التي تم الحصول عليها مورفولوجيا مماثلة لتلك الموجودة في ريزوبيا المعروفة.

تم توثيق اختبار الإيماء على أنه BNL (البكتيريا العقدية للبقوليات) 80 سلالة بكتيرية (30 لـ *Trifolium repens* ، و 32 لـ *Medicago littoralis* و 18 لـ *Melilotus indicus*).

يتم إجراء التوصيف الظاهري باستخدام الاختبارات الفسيولوجية (الأس الهيدروجيني المختلف ، وتركيزات كلوريد الصوديوم المختلفة وتحمل درجة الحرارة) ، والتجارب الغذائية (استيعاب الكربوهيدرات المختلفة) والملاح الكيميائية الحيوية (catalase, oxydase, lipase et uréase). يمكن أن تنمو البكتيريا المشتركة مع *Medicago littoralis* و *Melilotus indicus* عند درجة الحموضة 4 إلى 11 ، وتركيز الملح (كلوريد الصوديوم) 1,2M (NaCl) ودرجة حرارة تصل إلى 50 درجة مئوية ويمكنهما إنتاج إنزيمات مختلفة ، وكشفت الخصائص التكافلية والثقافية للعزلات عن وجود تنوع فسيولوجي كبير من بين البكتيريا التي تم اختبارها ، والتي أظهرت قدرة كبيرة على استيعاب المواد الكربونية المختلفة ، مع تفاوتات ثابتة ومهمة عند pH الهيدروجيني [4-10 ، 8] ، عند درجة الحرارة [4-50 درجة مئوية] ، والملوحة [NaCl = 0M- 1.2]

الكلمات المفتاحية: بحيرة الفتزارة (شمال شرق الجزائر) ، دراسة الأزهار ، بقوليات، رهبزوبيا ، تكافل.

Table des matières

| | |
|-----------------------------|---|
| INTRODUCTION GENERALE | 1 |
|-----------------------------|---|

| |
|--|
| Chapitre I : Synthèse Bibliographique |
|--|

| | |
|--|-----------|
| 1. les Fabacées..... | 5 |
| 1.1. Présentation générale des Fabacées..... | 5 |
| 1.1.1. La sous famille Papilionoideae | 5 |
| 1.1.2. La sous famille Mimosoideae | 7 |
| 1.1.3. La sous famille Caesalpinoideae | 7 |
| 1.2. Principales caractéristiques des Fabacées..... | 7 |
| 1.2.1. Leur capacité à contracter des symbioses | 7 |
| 1.2.2. Leur importance dans les systèmes de culture | 8 |
| 1.2.3. Leurs métabolites secondaires et autres | 10 |
| 1.3. Situation des Fabacées en Algérie | 11 |
| 1.3.1. Les légumineuses alimentaires | 11 |
| 1.3.2. Les légumineuses fourragères | 12 |
| 2. la symbiose Fabaceae-Rhizobia | 14 |
| 2.1. Les partenaires de la symbiose | 14 |
| 2.1.1. La plante hôte | 14 |
| 2.1.2. Le microsymbiote (les rhizobia ou BNL « bactéries nodulant les légumineuses »)..... | 15 |
| 2.2. Méthodes appliquées à l'étude de la diversité des rhizobia | 15 |
| 2.2.1. Méthodes phénotypiques | 15 |
| 2.2.1.1. Principales caractéristiques phénotypiques des rhizobia | 16 |
| 2.2.1.3. Caractères biochimiques. | 17 |
| 2.2.1.4. Caractères physiologiques | 17 |
| 2.2.1.5. Caractères cultureux | 17 |
| 2.2.2. Méthodes génotypiques | 18 |
| 2.3. Taxonomie des rhizobia | 20 |
| 2.4. Spécificité d'hôte | 22 |
| 2.5. Mise en place de la symbiose rhizobienne | 23 |

| | |
|---|-----------|
| 2.6. Processus de fixation biologique de l'azote N ₂ | 25 |
| 2.7. Intérêts de la symbiose rhizobienne | 25 |
| 2.8. Principales contraintes environnementales limitant la fixation symbiotique de l'azote | 27 |
| 2.8.1. Température extrême | 27 |
| 2.8.2. Déficit hydrique | 27 |
| 2.8.3. Effet de l'acidité sur la symbiose..... | 28 |
| 2.8.4. Effet de la toxicité sur la symbiose | 28 |
| 2.8.5. Effet de la salinité sur la symbiose | 28 |
| 2.8.6. Effet de l'azote disponible sur la symbiose | 28 |
| 2.9. Inoculation rhizobienne | 29 |
| 2.9.1. Sélection des souches rhizobiennes appropriées | 29 |
| 2.9.2. Les différents types d'inoculum | 30 |
| 2.9.3. Conservation et emploi de l'inoculum | 31 |
| 2.9.4. Techniques d'inoculation | 31 |
| 2.9.5. Facteurs affectant la réponse à l'inoculation rhizobienne | 31 |
| 3. Les zones humides et leur importance | 32 |
| 3.1. Définition d'une zone humide | 32 |
| 3.2. Fonctions des zones humides | 32 |
| 3.2.1. Fonctions hydrologiques | 32 |
| 3.2.2. Fonctions biologiques | 32 |
| 3.2.3. Fonctions climatiques | 33 |
| 3.3. Valeurs des zones humides | 33 |
| 3.3.1. Valeurs culturelles et sociales | 33 |
| 3.3.2. Valeurs économiques | 33 |
| 3.4. La Convention relative aux zones humides d'importance internationale | 34 |
| 3.5. Importance des zones humides algériennes | 34 |
| 4. Présentation de la zone d'étude « le lac Fetzara et les plaines environnantes » | 35 |
| 4.1. Situation géographique | 35 |
| 4.2. Historique du lac Fetzara | 36 |
| 4.3. Géologie et géomorphologie du bassin versant du lac Fetzara | 37 |
| 4.3.1. Géologie | 37 |
| 4.3.2. Géomorphologie | 38 |
| 4.4. Hydrologie et hydrogéologie du lac Fetzara | 39 |

| | |
|--|----|
| 4.4.1. Hydrologie | 39 |
| 4.4.2. Hydrogéologie | 40 |
| 4.5. Les sols du lac Fetzara | 41 |
| 4.5.1. Les classes de sols | 41 |
| 4.5.1.1. Les sols peu évolués | 42 |
| 4.5.1.2. Les vertisols | 42 |
| 4.5.1.3. Les sols hydromorphes | 42 |
| 4.5.1.4. Les sols halomorphes | 43 |
| 4.5.2. Les principales caractéristiques physico-chimiques des sols | 43 |
| 4.5.3. Occupation des sols du lac Fetzara | 43 |
| 4.6. Le climat de la région du lac | 44 |
| 4.6.1. Le régime thermique | 44 |
| 4.6.2. Le régime pluviométrique | 45 |
| 4.6.3. L'humidité relative | 45 |
| 4.6.4. Les vents | 46 |
| 4.6.5. L'évaporation | 46 |
| 4.6.6. Synthèse climatique | 47 |

Chapitre II : Etude floristique autour du lac Fetzara

| | |
|---|-----------|
| 1. INTRODUCTION | 50 |
| 2. MATERIEL ET METHODES | 51 |
| 2.1. Déroulement de l'étude floristique | 51 |
| 2.1.1. Périodes et Sites d'échantillonnage | 51 |
| 2.1.2. Analyse numérique des données floristiques | 52 |
| 2.1.3. Analyse sur la diversité et la distribution des Fabacées | 52 |
| 2.1.4. Etude pédologique | 53 |
| 2.1.4.1. Analyse granulométrique | 54 |
| 2.1.4.2. Mesure du pH | 54 |
| 2.1.4.3. Mesure de la conductivité électrique | 54 |
| 2.1.4.4. Dosage du calcaire total | 54 |

| | |
|--|----|
| 3. RESULTATS | 56 |
| 3.1. Diversité floristique et diversité des milieux | 56 |
| 3.1.1. Diversité floristique | 56 |
| 3.1.2. Répartition systématique | 56 |
| 3.1.3. Types de milieux et végétation correspondante | 71 |
| 3.1.4. Diversité floristique en fonction des quatre sites d'étude | 71 |
| 3.1.5. Types biologiques | 73 |
| 3.1.6. Type biogéographique | 73 |
| 3.1.7. Rareté et endémisme | 75 |
| 3.2. Caractéristiques édaphiques | 76 |
| 3.2.1. Analyse granulométrique | 76 |
| 3.2.2. Le pH | 76 |
| 3.2.3. La conductivité électrique | 76 |
| 3.2.4. Le calcaire actif et le calcaire total | 76 |
| 3.2.5. La matière organique | 77 |
| 3.3. Analyse canonique des correspondances flore / environnement | 78 |
| 3.4. Analyse des Fabacées | 80 |
| 3.4.1. Fréquence et dispersion dans les quatre sites autour du lac Fetzara | 80 |
| 3.4.2. Analyse numérique | 82 |
| 4. DISCUSSION | 83 |
| 4.1. Composante biologique | 83 |
| 4.2. Diversité phytogéographique | 84 |
| 4.3. Mosaïque de la végétation | 85 |
| 4.4. Menaces et conservation | 87 |
| 5. CONCLUSION | 90 |

| |
|--|
| <p>Chapitre III : Diversité phénotypique et état symbiotique des rhizobia nodulant les fabacées autour du lac Fetzara</p> |
|--|

| | |
|---|----|
| 1.INTRODUCTION | 91 |
| 2. MATERIEL ET METHODES | 92 |
| 2.1. Les sites d'échantillonnage..... | 92 |
| 2.2. Matériels utilisés | 92 |
| 2.2.1. Matériels biologiques et choix des espèces | 92 |
| 2.2.2. Milieux de culture | 92 |

| | |
|---|------------|
| 2.2.3. Présentation des espèces sélectionnées | 92 |
| 2.2.3.1 <i>Medicago littoralis</i> Rohde ex Loisel. | 92 |
| 2.2.3.2. <i>Melilotus indicus</i> (L.) All. | 93 |
| 2.2.3.3. <i>Trifolium repens</i> L. | 94 |
| 2.3. Méthodes | 95 |
| 2.3.1. Isolement des bactéries à partir des nodules | 95 |
| 2.3.1.1. Collecte des nodules | 95 |
| 2.3.1.2. Nettoyage des racines et Conservation des nodules | 96 |
| 2.3.1.3. Stérilisation des nodules | 96 |
| 2.3.1.4 Isolement selon la méthode du nodule écrasé | 97 |
| 2.3.1.5 Conservation des isolats | 98 |
| 2.3.2. Tests d'identifications préliminaires | 98 |
| 2.3.2.1. Etude macroscopique..... | 98 |
| 2.3.2.2. Etude microscopique par la coloration différentielle de Gram | 99 |
| 2.3.2.3. Test d'acidification ou alcalinisation du milieu YMA au bleu de Bromothymol.. | 99 |
| 2.3.2.4. Test de croissance sur milieu Glucose Peptone Agar (GPA) | 100 |
| 2.3.2.5. Test de distinction <i>Rhizobia/Agrobacterium</i> | 100 |
| 2.3.3. Caractérisation symbiotique (Test de nodulation en pot) | 102 |
| 2.3.3.1. Préparation des pots | 102 |
| 2.3.3.2. Préparation du substrat..... | 102 |
| 2.3.3.3. Préparation de la solution d'arrosage | 102 |
| 2.3.3.4. Germination des graines | 103 |
| 2.3.3.5. Semis et inoculation | 103 |
| 2.3.4. Caractérisation phénotypique..... | 104 |
| 2.3.4.1. Tests biochimiques (recherches des enzymes spécifiques) | 105 |
| 2.3.4.2. Tests nutritionnels : Assimilation des sucres..... | 107 |
| 2.3.4.3. Tests physiologiques : Tolérance aux stress abiotiques..... | 107 |
| 3. RESULTATS ET DISCUSSIONS..... | 108 |
| 3.1. Présence de nodules sur les plants..... | 108 |
| 3.2. Isolement et identification préliminaires des bactéries à partir des nodules..... | 108 |
| 3.3. Caractérisations macroscopiques des isolats | 109 |
| 3.4. Caractéristiques microscopiques des isolats | 110 |
| 3.4.1. Croissance sur milieu Glucose Peptone Agar (GPA) | 114 |
| 3.4.2. Vitesse de croissance (YMA + BTB) | 114 |

| | |
|---|------------|
| 3.4.3. Test distinctif entre Rhizobium et Agrobacterium | 112 |
| 3.5. Test de nodulation | 116 |
| 3.5.1. Infectivité | 116 |
| 3.5.2. Efficience..... | 117 |
| 3.6. Caractères phénotypiques | 124 |
| 3.6.1. Tests biochimiques | 124 |
| 3.6.1.1. Recherche de la catalase et de l'oxydase | 124 |
| 3.6.1.2. Hydrolyse de l'urée et recherche de la lipase | 124 |
| 3.6.1.3. Tests nutritionnels : Assimilation des sucres | 127 |
| 3.6.2. Tolérance aux stress abiotiques | 130 |
| 3.6.2.1. Tolérance au sel (Na Cl) | 130 |
| 3.6.2.2. Effet de la température | 131 |
| 3.6.2.3. Croissance à différents pH | 132 |
| 4. CONCLUSION..... | 135 |
| Conclusion générale et perspectives..... | 137 |
| Références bibliographiques..... | 139 |
| Annexes | a |

Liste des sigles et acronymes

%: pour cent

°C : degré Celsius

ACC Analyse Canonique des Correspondances

ACP Analyse en Composante Principale

ADN Acide désoxyribonucléique

ARN : Acide ribonucléique.

ARNm : Acide ribonucléique messenger

BNL : Bactéries Nodulant les Légumineuses.

CaCl₂ : Chlorure de calcium.

Cm : centimètre

g: gramme

K⁺ : Potassium

KCl : Chlorure de potassium

Kg : kilogramme

L: litre

M : molaire

mg : milligramme

Mg⁺² : Magnesium

MgSO₄ : Sulfate de magnésium

min: minute

ml : millilitre

mM : milli Molaire

N: Azote

N: normalité

Na⁺ : Sodium

NaCl : Chlorure de Sodium

NaCl : chlorure de sodium

NaOH : Hydroxyde de sodium

NH₃ : Nitrate

P/V : poids par volume

Pb : Plomb

PGPR : Plant Growth Promoting Rhizobacteria

pH : Potentiel d'hydrogène

RAMSAR : Convention relative aux zones humides d'importance internationale,

V : volume

v/v : Volume par volume

YMA: Yeast Mannitol Agar

YMB: Yeast Mannitol Broth

µg: microgramme

µl: microlitre

Liste des figures

| | |
|---|----|
| Figure 1: Classification phylogénique des Légumineuses..... | 6 |
| Figure 2: Classification des légumineuses de la famille des Papilionoideae..... | 7 |
| Figure 3 : Superficies et production des légumes secs en Algérie..... | 12 |
| Figure 4 : Aspect des souches de rhizobium observées au microscope électronique..... | 16 |
| Figure 5: Aspect des rhizobia sur milieu YMA..... | 18 |
| Figure 6 : Arbre phylogénétique simplifié de <i>Proteobacteria</i> basé sur le séquençage de l'ADNr 16s..... | 20 |
| Figure 7 : Schéma des déterminants moléculaires de la spécificité d'hôte de la symbiose Rhizobienne..... | 23 |
| Figure 8 : Schéma illustrant les étapes de l'infection racinaire des légumineuses par les rhizobia..... | 24 |
| Figure 9. Situation géographique du lac Fetzara | 36 |
| Figure 10 : Coupes géologiques entre l'Edough et Ain Berda par le lac Fetzara | 38 |
| Figure 11. Carte géomorphologique de la région du lac Fetzara | 39 |
| Figure 12. Le bassin versant du lac Fetzara | 40 |
| Figure 13. Répartition des classes de sols du lac Fetzara | 42 |
| Figure 14. Présentation des données thermiques de la région de Annaba | 45 |
| Figure 15. Hauteurs moyennes mensuelles des précipitations de la région de Annaba | 45 |
| Figure 16. La fréquence des vents de la région de Annaba | 46 |
| Figure 17. Bilan hydrique climatique de la zone d'étude..... | 47 |
| Figure 18. Diagramme pluviothermique de Gaussen (1954) pour la région de Annaba | 47 |
| Figure 19. Etage bioclimatique de la région de Annaba selon le climagramme d'Emberger.. | 49 |
| Figure 20. Localisation des points d'échantillonnage | 51 |
| Figure 21. Répartition systématique des familles autour du lac Fetzara | 56 |
| Figure 22. Photos de quelques espèces du lac Fetzara | 70 |
| Figure 23. Photos des différents types de milieux observés dans zone du lac Fetzara | 72 |
| Figure 24. Répartition des types biologiques autour du lac Fetzara | 73 |
| Figure 25 : Répartition des types biogéographiques autour du lac Fetzara | 74 |
| Figure 26. Carte de l'Analyse Canonique des Correspondances (ACC) | 78 |
| Figure 27. Photos de quelques Fabacées du lac Fetzara | 81 |
| Figure 28. Carte de l'Analyse Canonique des Correspondances | 82 |
| Figure 29. Photos de l'impact anthropique dans le lac Fetzara | 89 |

| | |
|---|-----|
| Figure 30. Photos de <i>Medicago littoralis</i> Rohde ex Loisel. Poussant autour du lac fetzara ... | 93 |
| Figure 31. Photos de <i>Melilotus indicus</i> (L.) All. Poussant autour du lac Fetzara | 94 |
| Figure 32. Photos de <i>Trifolium repens</i> L. Poussant autour du lac Fetzara | 95 |
| Figure 33: Méthode d'ensemencement par la technique des quatre quadrants | 98 |
| Figure 34 : Photos des graines des différentes Fabacées utilisées pour l'étude..... | 103 |
| Figure 35 : la méthode utilisée pour le test catalase | 105 |
| Figure 36: Boîtes de pétri divisées en secteurs | 107 |
| Figure 37. Aspect macroscopique des différents isolats sur milieu YMA | 110 |
| Figure 38 : Photo d'un isolat gram négatif sous microscope | 111 |
| Figure 39. Aspect des colonies sur milieu YMA+BTB | 112 |
| Figure 40. Différence entre une souche <i>Rhizobium</i> et une souche d' <i>Agrobacterium</i> | 112 |
| Figure 41: Pourcentage des isolats selon le test de 3-cétolactose | 113 |
| Figure 42. Photos du test de nodulation en pot | 121 |
| Figure 43. Infectivité, effectivité et index relatif des isolats nodulant <i>Medicago littoralis</i> Rohde ex Loisel. autour du lac Fetzara..... | 122 |
| Figure 44. Infectivité, effectivité et index relatif des isolats nodulant <i>Trifolium repens</i> L. autour du lac Fetzara | 123 |
| Figure 45. Infectivité, effectivité et index relatif des isolats nodulant <i>Melilotus indicus</i> (L.) All. autour du lac Fetzara | 124 |
| Figure 46. Réaction positive de catalase et oxydase | 125 |
| Figure 47. Assimilation des sucres par les isolats des especes étudiées | 128 |
| Figure 48: Tolérance des bactéries à la salinité (NaCl)..... | 131 |
| Figure 49 : Effet de la température sur la croissance des bactéries isolées..... | 132 |
| Figure 50 : Effet du pH sur la croissance des bactéries isolées..... | 133 |
| Figure 51 : Photos de l'effet du pH sur la croissance des isolats testés..... | 133 |

Liste des tableaux

| | |
|---|-----|
| Tableau 1 : Composition comparée des graines de légumineuses protéagineuses et du grain de blé..... | 10 |
| Tableau 2 : Classification actuelle des BNL..... | 21 |
| Tableau 3. Répartition de la superficie des formations topographiques du lac Fetzara..... | 38 |
| Tableau 4. Distribution des différentes classes de sols | 41 |
| Tableau 5. Distribution des terres agricoles du lac Fetzara..... | 44 |
| Tableau 6. Données climatiques moyennes mensuelles de la région du lac Fetzara | 44 |
| Tableau 7. Fréquence des vents de la région de Annaba | 46 |
| Tableau 8. Indices d'aridité de de Martonne (1926) de la région de Annaba | 48 |
| Tableau 9. Caractéristiques écologiques des différentes stations. | 52 |
| Tableau 10. Liste systématique des espèces inventoriées dans le lac Fetzara (Nord-est de l'Algérie) | 57 |
| Tableau 11. Les plantes à valeur patrimoniale | 75 |
| Tableau 12. Caractéristiques physico-chimiques du terrain des stations étudiées | 77 |
| Tableau 13: Composition du milieu de Yeast Extract Mannitol Agar | 97 |
| Tableau 14: Composition de la solution du Rouge Congo | 98 |
| Tableau 15 : Composition de la solution de Bleu de Bromothymol | 99 |
| Tableau 16 : Composition du milieu de Glucose Peptone Agar (GPA) | 100 |
| Tableau 17 : Solution de pourpre de Bromocrésol (Bromocresol Purple)..... | 100 |
| Tableau 18 : Composition du milieu Glucose nutritif Agar (GNA) | 101 |
| Tableau 19 : Composition du milieu gélose au lactose | 101 |
| Tableau 20: Composition du réactif de Benedict | 101 |
| Tableau 21: Composition de la solution de Rigaud et Puppo (1975) | 102 |
| Tableau 22: composition du milieu King B | 106 |
| Tableau 23 : le nombre d'isolats pour chaque espèce hôte dans les différents sites..... | 108 |
| Tableau 24 : Caractéristiques des isolats Gram négatifs obtenus | 113 |
| Tableau 25 : le test de nodulation en pot pour les isolats de <i>Melilotus indicus</i> , <i>Medicago littoralis</i> et <i>Trifolium repens</i> | 119 |
| Tableau 26. Résultats des tests biochimiques | 126 |
| Tableau 27 : résultats d'assimilation de substrats carbonés par les souches | 128 |
| Tableau 28 : Marge de tolérance des rhizobia nodulant les différentes espèces étudiées à la température, au NaCl et au pH. | 134 |

Introduction générale

INTRODUCTION GENERALE

Au cours du dernier siècle, le monde a connu d'énormes progrès dans différents domaines tels que l'industrie, l'urbanisme et les techniques agricoles. La qualité de vie de l'homme s'est vu améliorée et a permis le développement de la population mondiale. Cette démographie galopante est devenue de plus en plus consommatrice ce qui a pour conséquence un impact négatif sur l'environnement. Depuis quelques décennies, l'homme a pris conscience des catastrophes en voie ou en train de se mettre en place telles que le trou dans la couche d'ozone, l'effet de serre et le réchauffement climatique qui s'accroissent avec le temps et de ces faits, plusieurs espèces animales et végétales sont en voie de disparition. Myers (1999) estime que quelques 60 000 espèces végétales ont disparu depuis 1950 et Tuxill (1998) mentionne que deux espèces sur trois sont en déclin. D'après l'IUCN « International Union for Conservation of Nature and Natural resources » (1996), 34 000 espèces végétales des 250 000 identifiées seraient en danger. Cette diminution de la diversité touche aussi bien les espèces naturelles que cultivées qui sont en réduction extraordinaire. Les scientifiques tirent la sonnette d'alarme et alertent sur l'importance de la diversité du monde vivant car c'est en ça dont dépend tout progrès futur. Trouver des solutions respectueuses de l'environnement devient donc une nécessité.

L'Algérie, grâce à ses différents étages bioclimatiques s'est vu établir une grande diversité biologique. Cette diversité a déterminé divers biotopes autorisant la coprésence de nombreuses espèces végétales et animales, souvent adaptées à des conditions abiotiques extrêmes ainsi qu'à de grandes pressions biotiques. Quézel et Santa (1962-1963) dénombrent 3 139 espèces végétales dans ce pays. La large diversité des milieux et leurs conditions permet la constitution d'un matériel de choix pour la sélection d'espèces adaptées aux conditions diverses. La connaissance du patrimoine végétal de l'Algérie reste peu développée et ne jouit pas aujourd'hui, d'une attention majeure. Effectivement, les données sur la flore algérienne datent des travaux de Quézel et Santa (1962) et c'est sur la base de cet inventaire que les travaux de recherche sont effectués. Pour cela, ces espèces méritent largement une révision basée sur des études écologiques et taxonomiques qui permettent, sans doute, de meilleures connaissances et classification ainsi qu'une actualisation du capital floristique.

Parmi les ressources naturelles de l'Algérie, les légumineuses ou Fabacées représentent une source majeure de protéines pour l'alimentation humaine et animale (Chedjerat *et al.*, 2016). Elles favorisent la fertilisation du sol grâce à leur capacité à fixer l'azote atmosphérique en symbiose avec certaines bactéries du sol appelées rhizobia (Loi *et al.*, 2005; Graham &

Vance, 2003). Le résultat de cette symbiose spécifique est la formation d'un nouvel organe appelé « nodule » sur les racines ou les tiges, à l'intérieur duquel les rhizobia s'installent et se différencient en bactéroïdes. Ces derniers réduisent l'azote de l'air en ammoniac assimilable par la plante et profitent des métabolites fournis par celle-ci afin d'assurer leur multiplication et l'énergie nécessaire à cette fixation symbiotique. La quantité d'azote fournie par an à la plante et au sol par cette voie est équivalente à celle synthétisée par la voie chimique (Graham, 1981). Les Fabacées présentent un intérêt certain pour l'agriculture algérienne et offrent une gamme de diversité très importante. La population algérienne est consommatrice de légumineuses et les espèces cultivées sont prioritairement celles à destination humaine (Abdelguerfi-Laouar *et al.*, 2001). Peu d'études existent sur la distribution de petites Fabacées spontanées en Algérie (Abdelguerfi *et al.*, 1996, 2000). L'exploitation effective de la fixation symbiotique de l'azote pour l'amélioration de la production agricole exige non seulement la sélection du meilleur cultivar hôte mais exige également que la population des rhizobia soit correctement et suffisamment caractérisée. L'amélioration de la productivité des Fabacées en condition de stress abiotiques nécessite l'installation d'une symbiose tolérante. Cette approche implique donc une sélection des partenaires de la symbiose (plante hôte et symbiotes). Sur le plan pratique, la sélection d'un couple symbiotique approprié dépend également du milieu édaphique. Il s'avère donc nécessaire d'évaluer les facteurs environnementaux afin de sélectionner le couple symbiotique ayant les aptitudes nécessaires qui lui permettent de s'établir dans un type de sol donné et de répondre aux exigences définies.

Parmi les facteurs environnementaux les plus importants, la salinité est l'un des facteurs majeurs responsable de la détérioration des sols en les rendant impropres à l'agriculture. Il est donc intéressant de considérer la tolérance des microsymbiotes tels que les rhizobia en vis-à-vis de ce stress (Zahran & Sprent, 1986; Rai, 1987) mais il est tout aussi intéressant de considérer la tolérance de la plante hôte. Cette approche implique une sélection des deux partenaires de la symbiose.

C'est dans ce contexte que nous nous sommes intéressés au lac Fetzara dans la wilaya d'Annaba, le site de la présente étude. C'est l'un des plus importants lacs de l'extrême Nord-Est Algérien, classé officiellement, en 2002, comme une zone « Ramsar » (DGF 2002: 53-55). Plusieurs études ont été effectuées sur les eaux et les sols de ce site (Marre 1992 ; Djamaï 2007; Habes *et al.*, 2012; Zahi 2014; Halimi *et al.*, 2018). Elles ont relevé le caractère de salinité élevée de ce dernier. Contrairement à la majorité des sols salés observés en Algérie, qui sont rencontrés surtout sous climat aride (Halitim, 1988 ; Daoud & Halitim, 1994), les

sols du lac Fetzara sont localisés dans une région caractérisée par un climat sub-humide, ce qui pourrait entraîner sans aucun doute, une interaction sol-végétation différente de celle mise en évidence dans les sols des zones arides. Malgré l'importance de ce site, les études sur sa flore demeurent peu développées. Il serait donc indispensable de multiplier les investigations dans ce milieu original et spacieux.

Objectifs de la thèse

Ce présent travail s'inscrit dans le cadre d'une politique de valorisation des ressources biologiques de l'Algérie et dans l'optique d'une agriculture durable. Notre objectif premier est de connaître la diversité floristique autour du lac Fetzara et par voie de conséquence, faire ressortir la diversité des fabacées qui s'y trouvent et en second, d'évaluer la diversité phénotypique et symbiotique des bactéries associées à différentes espèces de cette famille de plante qui présentent de bonnes caractéristiques d'adaptabilité.

Le projet s'adresse à la recherche et sélection de couples symbiotiques natifs tolérants qui présentent des aptitudes de production intéressantes. L'étude de la diversité menée contribuera à la constitution d'un soucier pour des recherches futures plus poussées et sans doute à l'élaboration d'une stratégie adéquate de développement de fabacées fourragères destinées aux différentes régions édapho-climatiques du pays.

Présentation des différentes parties de thèse

Cette thèse est divisée en trois chapitres :

-Le premier est consacré à une revue bibliographique divisée en trois sections, une première section fait le point sur la famille des Fabacées ou légumineuses, leur intérêt et leur situation en Algérie. La seconde section consiste en une revue synthétique de la symbiose fabacées-rhizobia et enfin, la dernière présente le lac Fetzara en donnant un aperçu sur les caractéristiques de ce milieu.

-Le second chapitre concerne l'étude de la diversité floristique autour du lac Fetzara et la diversité des fabacées en exposant les méthodologies utilisées, les résultats et une discussion dédiée à ce chapitre.

-Le troisième chapitre est consacré à la diversité phénotypique et symbiotique des bactéries en association avec différentes espèces de légumineuses sélectionnées et provenant des plusieurs sites. Ce chapitre expose les principales approches méthodologiques, une description du matériel biologique et des méthodes utilisées ainsi qu'une discussion et une conclusion qui lui sont dédiées.

-Enfin, les résultats les plus pertinents de ce travail sont repris dans une synthèse et une conclusion générale.

Chapitre I :
Synthèse
bibliographique

Chapitre I : Synthèse bibliographique

1. Les Fabacées

1.1. Présentation de la famille Fabaceae

Les Fabacées ou légumineuses constituent une superfamille parmi les Angiospermes (APG III, 2009) Eudicotylédones. Elles sont les sœurs des Polygalacées, composant avec les familles des Quillajacées et Surianacées, l'ordre des Fabales (Judd *et al.*, 2001). Il s'agit de la troisième plus grande famille des Angiospermes en nombre d'espèces (après les Orchidacées et les Astéracées), avec environ 750 genres (Polhill *et al.*, 1981) et près de 20 000 espèces (Cronk *et al.*, 2006). Elle est également la deuxième plus importante famille pour les pâturages d'intérêt agricole, après les Poacées (graminées) qui incluent la canne à sucre et les céréales tels le maïs, le riz, le blé, l'orge, l'avoine, le seigle et le millet (Young *et al.*, 2003).

Les légumineuses sont extrêmement diversifiées. Elles vont des herbes naines de l'Arctique et des montagnes aux immenses arbres des forêts tropicales (Judd *et al.*, 2001). Cependant, elles présentent un point commun, leur fruit est une gousse (Caratini 1984). Les formes arborescentes prédominent dans les pays chauds et les formes herbacées dans les régions tempérées (Guignard & Dupont 2005).

En se basant sur la forme florale, cette famille est divisée en trois sous-familles (Fig. 1), deux sont monophylétiques (Papilionoideae, Mimosoideae) et la troisième paraphylétique (Caesalpinoideae) (Guignard & Dupont, 2005).

1.1.1. La sous famille Papilionoideae

L'appellation Papilionoideae est due à la forme de la corolle qui se présente sous forme de « papillon » (Guignard & Dupont, 2005). La sous-famille Papilionoideae renferme plus des deux tiers des espèces des Fabacées et inclut presque toutes celles économiquement importantes le soja (*Glycine*) (Lazrek-Ben-Friha, 2008), le haricot (*Phaseolus vulgaris*), le pois (*Pisum sativum*), la luzerne (*Medicago sativa*), l'arachide (*Arachis hypogaea*), le pois chiche (*Cicer arietinum*), et la fève (*Vicia faba*). Ces légumineuses cultivées forment deux groupes appelés Galegoïdes et Phaséoloïdes (Fig. 2), à l'exception de l'arachide qui appartient au groupe des Aeschynomenées (Broughton *et al.*, 2003). Elle est cosmopolite et compte 13800 espèces réparties en 440 genres regroupés en 31 tribus (Labat, 1996), la majorité des espèces sont herbacées. Les fleurs de cette sous famille sont zygomorphes (présentent une symétrie bilatérale), composées de cinq pétales inégaux : un étendard (grand pétale supérieur, vertical), deux ailes (deux pétales latéraux), la carène (une paire de petits pétales soudés à leur base ou collés ensemble) (Judd *et al.*, 2001).

Elles sont utilisées pour la production des graines alimentaires (pois, haricot...), pour l'alimentation du bétail, sous forme de fourrage (luzerne, sainfoin, trèfle...), le soja est utilisé sur une large échelle dans l'élevage industriel.

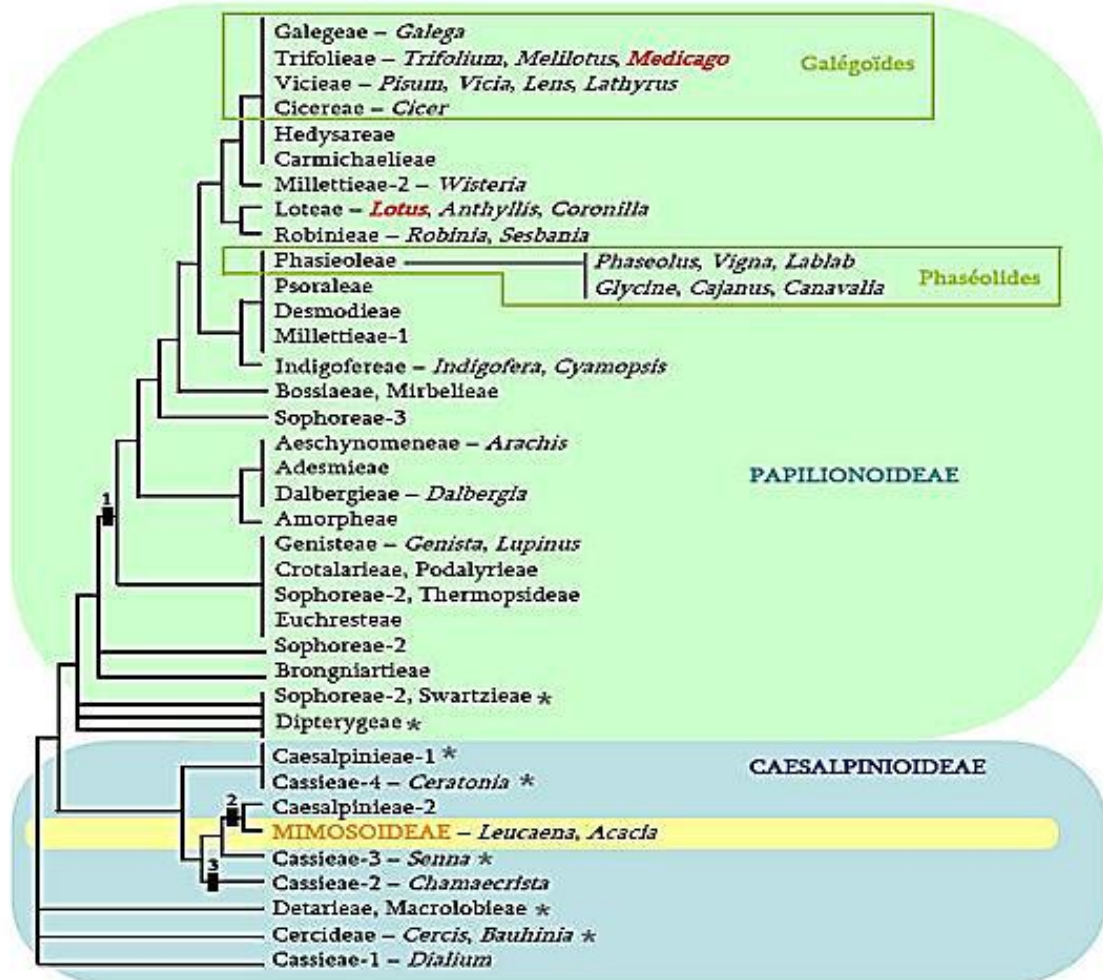


Figure 1: Classification phylogénique des Légumineuses (Doyle *et al.*, 1998)

La superfamille des Légumineuses (ou Fabacées) se subdivise en trois familles, les Papilionoidées, et les Mimosoideae qui sont des familles phylogénétiquement très regroupées et les Caesalpinioideae, plus dispersées. Les groupes connus pour présenter des plantes non-nodulantes sont notés par un astérisque gris. Les deux groupes comprenant les principales légumineuses d'intérêt agronomique, les Galégoïdes et les Phaséoloïdes, sont représentés par des encadrés. 1,2,3: Possibles origines indépendantes pour la nodulation

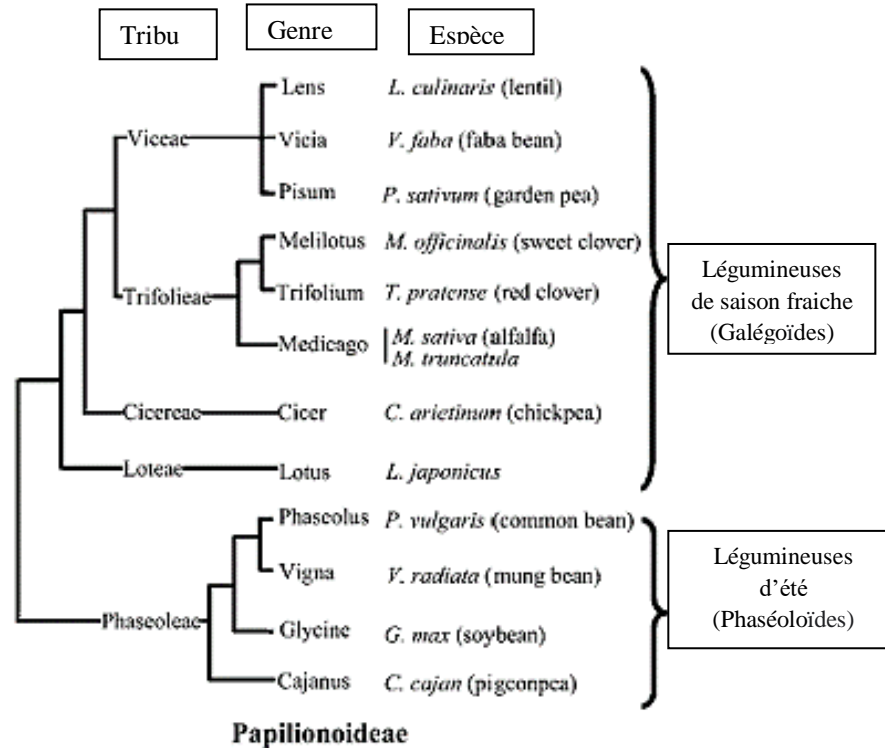


Figure 2: Classification de la famille Papilionoideae (Zhu *et al.*, 2005).

1.1.2. La sous famille Mimosoideae

Les Mimosoïdées ont de très nombreuses petites fleurs en grappes serrées à nombreuses étamines saillantes en dehors des petits pétales. Les fleurs sont symétriques, les feuilles presque toujours composées bipennées. Ce sont en majorité des arbres et arbustes des régions tropicales et subtropicales. Cette sous-famille comprend 62 genres et environ 3270 espèces (Judd *et al.*, 2001). Le genre le plus vaste étant celui des acacias, on en dénombre 1500 espèces. Les acacias sont très cosmopolites particulièrement dans les zones arides et subarides (Judd *et al.*, 2001).

1.1.3. La sous famille Caesalpinoideae

Ces plantes sont des lianes, des arbres ou des arbustes tropicaux ou subtropicaux, comprenant environ 150 genres et 2700 espèces. Leurs fleurs sont zygomorphes disposées en grappes ou des cymes irrégulières. Le périanthe possède 5 pétales non différenciés et des étamines visibles à l'extérieur (Judd *et al.*, 2001). On cite en exemple le caroubier « *Ceratonia siliqua* L. » originaire des régions méditerranéennes, cet arbre est cultivé pour son fruit « la caroube » riches en fibres et apprécié pour ses vertus médicinales (Judd *et al.*, 2001).

1.2. Principales caractéristiques des Fabacées

1.2.1. Leur capacité à contracter des symbioses

Il est à rappeler que l'azote est l'un des éléments majeurs de la vie. C'est le quatrième constituant des plantes. Il est utilisé dans l'élaboration de molécules importantes comme les protéines, les acides nucléiques et la chlorophylle. La plupart des plantes l'absorbent dans le sol sous forme de nitrates (NO_3^-) et d'ammonium (NH_4^+). L'importance relative de chacune de ces formes dépend de l'espèce végétale et des conditions du milieu. Sa forme gazeuse (N_2), bien que très répandue dans l'atmosphère terrestre (70 %) n'est cependant pas assimilable par les êtres vivants, seules, certaines plantes dont les Fabacées peuvent l'acquérir grâce à leur aptitude à établir une symbiose avec des bactéries du sol capables de réduire l'azote N_2 en azote ammoniacal assimilable.

Ces bactéries du sol collectivement appelées rhizobia et appartenant à la famille des Rhizobiacées peuvent infecter les racines des Fabacées entraînant la formation de structures appelées nodosités ou nodules. Par ces nodules, la plante hôte (la légumineuse) offre un micro habitat exceptionnellement favorable à la bactérie tout en lui procurant des substrats carbonés provenant de la photosynthèse. En échange, la bactérie fournit à l'hôte l'azote sous sa forme ammoniacale. Cette association à bénéfice réciproque entre la légumineuse et les bactéries est appelée symbiose fixatrice de l'azote atmosphérique. Dans ce cas, les légumineuses ne nécessitent pas l'apport d'engrais azotés, à la différence des céréales ou des oléo-protéagineux comme le colza et le tournesol. La culture des Légumineuses représente donc le meilleur moyen de produire des protéines tout en respectant l'environnement: c'est un exemple de culture dans le cadre d'une agriculture durable.

En dehors des légumineuses, seul un petit nombre d'espèces (quelques centaines au plus) possèdent des nodules fixateurs d'azote. Il s'agit exceptionnellement d'une association avec les Rhizobiums (on ne connaît qu'un seul exemple : *Parasponia*) mais le plus souvent la symbiose est réalisée avec des actinomycètes (bactéries filamenteuses) du genre *Frankia* (Benson et Silvester 1993). Dans ce cas, les plantes hôtes, dites plantes actinorhiziennes, sont des arbres ou des arbustes appartenant à des familles primitives par exemple: *Alnus*, *Casuarina*, ...

1.2.2. Leur importance dans les systèmes de culture

La déficience en azote minéral dans le sol constitue un facteur limitant de la croissance des plantes. On estime que la réduction biologique de l'azote atmosphérique N_2 en ammonium fournit environ 65% de l'azote disponible dans la biosphère (Lodwig *et al.*, 2003). La majorité

de cet azote est apporté par la symbiose Rhizobium-légumineuses (Zahran 1999), avec un apport annuel de 200 à 300 kg/ha (Peoples *et al.*, 1995).

Selon Danso (1995), l'azote de la fixation symbiotique est de moindre coût pour la croissance des plantes par rapport à celui des engrais azotés dont la production est coûteuse en énergie (Une tonne d'engrais azoté par l'industrie nécessite plus de 2.5 tonnes de pétrole). Leur coût ne cesse donc d'augmenter proportionnellement au prix du pétrole. De plus, la fertilisation azotée des plantes joue un rôle important dans l'accroissement de l'effet de serre et est à l'origine d'une pollution importante car souvent les nitrates sont lessivés lors des pluies et atteignent la nappe phréatique (Link *et al.*, 2006).

Utilisées en rotation ou en association dans les systèmes de culture, les légumineuses apportent une certaine contribution en azote en fixant et en intégrant une partie de l'azote atmosphérique. L'azote fixé dans l'atmosphère contribue pour 50 à 60 % du N des légumineuses à graines, 55 à 60 % du N des arbres fixateurs d'azote, 70 à 80 % du N des légumineuses fourragères. Cette réserve d'azote, étant stockée dans les feuilles, les nodules ou bien les autres organes rend les résidus des légumineuses plus riches en azote et contribue à enrichir le sol en cet élément qui y reste plus longtemps disponible, comparativement à l'azote minéral fortement lessivé par les eaux. Les cultures succédant aux légumineuses peuvent bénéficier indirectement de l'azote fixé par l'entremise de ces résidus laissés par les légumineuses (Chalck 1998).

Il est maintenant bien établi que les légumineuses augmentent généralement les rendements des cultures non fixatrices d'azote mais cet apport d'azote atmosphérique n'explique pas toujours les rendements souvent très élevés des cultures succédant aux légumineuses. Certains auteurs comme Chalck (1998) préfèrent le terme 'effet rotation' pour désigner cet effet positif des légumineuses sur la culture suivante. L'effet bénéfique des rotations est dû à l'amélioration des propriétés physiques et biologiques des sols et à la capacité de quelques légumineuses à solubiliser des phosphates de calcium et le phosphore par leurs exsudats racinaires.

- **Leur haute teneur en protéines**

Depuis le début de la civilisation, les légumineuses ont joué un rôle très important dans l'alimentation humaine et animale, particulièrement dans les pays en voie de développement et dans les régions subtropicales où elles constituent les principales sources de protéines. Les graines des légumineuses contiennent au moins 20 à 40% de protéines et complètent l'apport en acides aminés fourni par les céréales. En effet, elles sont particulièrement riches en lysine (acide aminé essentiel pour la croissance) et déficientes en acides aminés sulfurés et en

tryptophane, à l'inverse des céréales (Tableau 1). Ainsi, l'utilisation combinée de ces deux sources d'aliments favorise un bon équilibre diététique (Popelka *et al.*, 2004; Gepts *et al.*, 2005). C'est pour cette raison que dans la majorité des centres de domestication, les légumineuses et les céréales ont été associées (Gepts *et al.*, 2005). Graham et Vance (2003) estiment que les légumineuses fournissent environ le 1/3 des protéines alimentaires et viennent ainsi en deuxième rang après les graminées pour la satisfaction des besoins alimentaires de l'Homme. Cette part est fournie, essentiellement, par les cultures du haricot (*Phaseolus vulgaris*) en Amérique Latine, le pois chiche (*Cicer arietinum*), la lentille (*Lens culinaris*) et la fève (*Vicia faba*) dans le bassin méditerranéen, le Soja (*Glycine max*) en Asie sans oublier l'Arachide (*Arachis hypogea*) et le Pois (*Pisum sativum*) dans le monde entier (Vance *et al.*, 2000).

Tableau 1 : Composition comparée des graines de légumineuses protéagineuses et du grain de blé (% de la matière sèche, sauf pour les acides aminés en g/16g N) (Feillet 2000).

| Constituants/espèce | Amidon | Fibres | Lipides | Protéines | Lysine | Méthionine + Cystéine |
|---------------------|--------|--------|---------|-----------|--------|-----------------------|
| Pois | 50 | 15 | 2 | 22-25 | 7,1 | 2,4 |
| Fèverole | 43 | 18 | 2 | 28-32 | 6,5 | 2,1 |
| Lupin blanc | 1 | 22 | 10 | 35-39 | 4,3 | 2 |
| Soja | 2 | 20 | 20 | 36-40 | 6,2 | 2,8 |
| Blé | 70 | 8-10 | 1-1,5 | 10-15 | 2,3 | 4 |

Pour le cheptel, les légumineuses fourragères telles que la luzerne (*Medicago sativa*) et le trèfle (*Trifolium* sp.) représentent une source d'alimentation riche en protéines, en fibres et en énergie. Elles sont à la base de la production de lait et de viande (Russelle 2001). La luzerne (*Medicago sativa*) représente le fourrage le plus répandu dans les zones à climat tempéré (Russelle 2001).

1.2.3. Leurs métabolites secondaires et autres

- Les légumineuses constituent une source d'éléments minéraux essentiels (Sandberg 2002) et de métabolites secondaires comme les isoflavonoïdes bénéfiques pour la santé de l'Homme qui peuvent prévenir contre les cancers (Messina 1999), et d'autres comme les phénylpropanoïdes ayant un rôle défensif pour les plantes contre les attaques de pathogènes et d'insectes (Ndakidemi & Dakora 2003). Les légumineuses sont connues par leur effet de réduction du cholestérol dans le sang, leur effet hypoglycémiant, et elles réduisent l'augmentation de la pression du sang après la prise de repas (Messina 1999). Par contre, certaines légumineuses produisent des inhibiteurs de la trypsine (enzyme digestive), des phytohémagglutinines et des allergènes (cas de l'arachide) (Messina 1999).

- Les légumineuses non cultivées, en plus de leur contribution à la fixation symbiotique de l'azote, constituent un potentiel de reforestation et de contrôle de l'érosion des sols et permettent la revégétalisation des terres dégradées (Jha *et al.*, 1995).

1.3. Situation des Fabacées en Algérie

L'Algérie renferme 3300 espèces vasculaires spontanées dont 168 sont endémiques (Quézel & Santa 1962).

Dans la flore algérienne, les Fabacées sont représentées par environ 360 espèces et sous espèces, dont 41 % sont rares à très rares et 13 % sont endémiques au sens large (Quézel & Santa, 1962; Dobignard & Chatelain, 2011).

1.3.1. Les légumineuses alimentaires

En Algérie, les légumineuses alimentaires (légumes secs) font partie du paysage agricole depuis des millénaires. Ces cultures constituent une importante source protéique susceptible de remplacer les protéines animales difficilement accessibles pour une large couche de la population. Les espèces cultivées sont prioritairement celles à destination humaine et correspondent à la fève, la féverole, le pois chiche, le pois, la lentille et le haricot (Abdelguerfi- Laouar *et al.*, 2001).

Cependant leur place dans le système agraire n'a pas toujours été importante. Leur superficie totale entre 1993-2002 avoisine 82301 hectares. Les espèces les plus cultivées sont dans l'ordre d'importance : la fève et la féverole, le pois chiche et le pois sec (Fig. 3). Les rendements moyens enregistrés pour ces espèces sont très bas, de l'ordre de 3 à 5 qx /ha entre 1993 et 2002. Cette situation est le moins qu'on puisse dire alarmante en comparaison avec les normes internationales qui préconisent pour les légumineuses un pourcentage des terres cultivées par rapport aux céréales. Malheureusement, la production algérienne est insuffisante : environ 50 à 80% des besoins nationaux sont importés pour une population actuelle de 42 millions de personnes. Or, dans les années 70, l'Algérie couvrait ses besoins en production de légumineuses alimentaires pour une population de 15 à 18 millions d'habitants.

La culture des légumineuses alimentaires a nettement régressé en Algérie, sur le plan des superficiesensemencées et au point de vue de la production (Abdelguerfi-Laouar *et al.*, 2001).

Les raisons essentielles peuvent être résumées comme suit :

- Les importations (en quantité et qualité) massives et à des prix relativement abordables ont entraîné le délaissement de la production locale, y compris celle de l'autosubsistance.

- Les contraintes agronomiques, telles le manque de semences, de variétés adaptées et productives, la faiblesse des rendements, ainsi que les contraintes abiotiques (sécheresse) et biotiques (maladies fongiques, bruches...).
- La recherche par les agriculteurs des cultures moins contraignantes et plus rentables (cultures maraichères...).

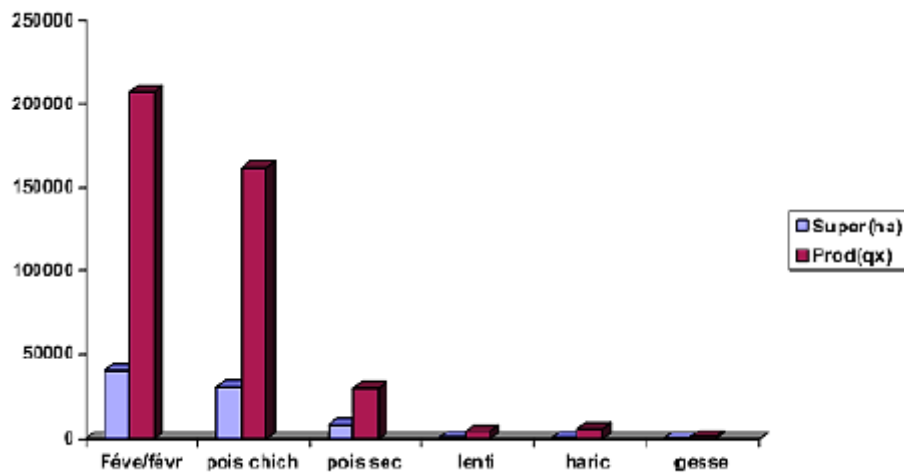


Figure 3 : Superficies et production des légumes secs en Algérie (Ministère de l'agriculture, 1993-2002).

1.3.2. Les légumineuses fourragères

L'Algérie porte une grande richesse d'espèces spontanées fourragères et pastorales, appartenant aux genres *Medicago*, *Scorpiurus*, *Lolium*, *Trifolium*, *Lotus*, *Hedysarum*, *Phalaris*, et *Dactylis* (Lapeyronie 1982). Le Catalogue Australien mentionne l'inscription de nombreux cultivars de féтуque élevée (Cultivar Demeter), de ray-grass, de dactyle (cultivar Currie), de phalaris et de medic (Cultivar Jemalong) issus des ressources génétiques introduites à partir de l'Afrique du Nord. Ces cultivars sont exploités en Australie du sud, sous un climat où les précipitations sont comprises entre 350 et 500 mm (Oram 1991). A l'ICARDA (le Centre international de recherche agricole dans les zones arides) 24% des ressources génétiques des plantes conservées sont de type fourrager, dont 66% proviennent de l'Afrique du Nord.

Les espèces spontanées apparentées aux espèces de légumineuses fourragères généralement rencontrées comprennent la luzerne (*Medicago sativa* L.), des *Medicago* annuelles, le lupin (*Lupinus* sp), le bersim (*Trifolium alexandrinum* L.), le trèfle blanc (*Trifolium repens* L.), le trèfle souterrain (*Trifolium subterraneum* L.), le pois fourrager (*Lathyrus* sp), le sulla (*Hedysarum coronarium*), des vesces et diverses espèces comme l'*Astragalus*, le *Bituminaria*,

le *Lotus*, et l'*Ononis*. Elles sont largement représentées autour du Bassin Méditerranéen. Certaines de ces espèces peuvent jouer un rôle important dans l'amélioration de la production pastorale et/ou fourragère, vu leurs faibles coûts et leurs qualités nutritives (Foury 1954).

L'état de la situation actuelle des fourrages est critique, puisque, sur les 8 millions d'hectares de SAU (surface agricole utilisable), les fourrages ne présentent qu'un faible pourcentage (6%) (Ministère de l'agriculture 2005). La production fourragère est constituée des fourrages cultivés (1,6% de la superficie totale) et naturels. L'essentiel des fourrages naturels est constitué par les parcours avec 29 millions d'hectares, soit 88 %. La jachère occupe 3,5 millions d'hectares soit 10,4%.

Pour les légumineuses fourragères, les espèces cultivées se limitent à la luzerne, le bersim et la vesce en association avec des graminées (Abdelguerfi & Laouar 2002). La luzerne et le trèfle représentent 1 à 5% de la superficie cultivée.

Rappelons toutefois que les légumineuses fourragères et/ou pastorales peuvent jouer un rôle important dans la rotation (enrichissement du sol en azote et en matière organique, réduction des adventices de culture...), dans la protection des sols contre l'érosion et la désertification (espèces annuelles à resemis naturel, espèces pérennes) et surtout dans l'amélioration des ressources fourragères et pastorales dans les zones marginales et difficiles (sols en pentes, sols salés, régions arides et/ou accidentées...). Ce qui permet une amélioration de la production animale tout en assurant le maintien des populations rurales dans leurs terroirs et un développement durable.

Culturellement, les ressources fourragères en Algérie sont perçues par les agriculteurs, éleveurs et pasteurs comme une ressource naturelle qui n'exige pas d'être cultivée et entretenue.

Lapeyronie (1978) signale que la flore dans les principales zones fourragères était, au début du siècle, beaucoup plus variée que celle rencontrée vers les années soixante. Cette situation est attribuée à l'introduction de variétés étrangères qui a contribué à la dépréciation des variétés locales, la destruction de l'habitat naturel de nombreuses espèces en raison du développement de l'urbanisation et de l'utilisation des terres (drainage des zones humides et construction de barrages), la mécanisation intensive de l'agriculture, la réduction des terres de parcours au profit des cultures céréalières et le peu d'intérêt des filières de productions animales pour les pâturages naturels.

Dans les régions semi-arides et arides, les contraintes sont engendrées par la sécheresse, la désertification, la charge animale, la résilience de l'écosystème, l'extension des surfaces cultivées. Elles limitent le maintien voire participent à la régression des fourrages naturels.

3. Les zones humides et leur importance

Etant donné que les investigations de cette présente thèse se sont déroulées au niveau des sols environnant le lac Fetzara, il nous a paru utile de fournir quelques informations concernant les zones humides et leur importance.

3.1. Définition d'une zone humide

Une zone humide est une région où l'eau est le principal facteur contrôlant le milieu naturel et la vie animale et végétale associée. Le terme recouvre des milieux très divers, qui ont les caractéristiques suivantes : présence d'eau au moins une partie de l'année, de sols saturés en eau (hydromorphes) et d'une végétation de type hygrophile, adaptée à ces sols ou à la submersion.

Au sens de la convention de Ramsar : « *Les zones humides sont des étendues de marais, de fagnes de tourbières ou d'eaux naturelles ou artificielles, permanentes ou temporaires où l'eau est stagnante ou courante, douce, saumâtre ou salée, y compris des étendues d'eau marine dont la profondeur ne dépasse pas les six mètres* » (D.G.F, 2004).

3.2. Fonctions des zones humides

Du point de vue fonctionnel, les zones humides participent à l'équilibre physique et écologique de l'ensemble de cet écosystème.

3.2.1. Fonctions hydrologiques

Les zones humides fonctionnent comme un filtre épurateur, (filtre physique et biologique) ; elles favorisent le dépôt des sédiments y compris le piégeage d'éléments toxiques (les métaux lourds) et l'absorption de substances indésirables ou polluantes par les végétaux (nitrates et phosphates) ; contribuant ainsi à améliorer la qualité de l'eau (Fustec & Frochot, 1996). Elles ont aussi un rôle déterminant dans la régulation des régimes hydrologiques. Le comportement des zones humides à l'échelle d'un bassin versant peut être assimilé à celui d'une éponge. Lorsqu'elles ne sont pas saturées en eau, les zones humides retardent globalement le ruissellement des eaux de pluies et le transfert immédiat des eaux superficielles vers les fleuves et les rivières situés en aval. Elles « absorbent » momentanément l'excès d'eau puis le restituent progressivement lors des périodes de sécheresse (Fustec & Frochot, 1996).

3.2.2. Fonctions biologiques

Les zones humides constituent un réservoir de biodiversité et une source de nourriture pour divers organismes. Ces fonctions biologiques confèrent aux zones humides une extraordinaire capacité à produire de la matière vivante, elles se caractérisent par une productivité biologique

nettement plus élevée que les autres milieux (Fustec & Frochot, 1996). Parmi les fonctions biologiques nous citons les plus utiles à la vie des oiseaux d'eau :

- Fonction d'alimentation

La richesse et la concentration en éléments nutritifs dans les zones humides, assurent les disponibilités de ressources alimentaires pour de nombreuses espèces animales telles que : les poissons, les crustacées, les mollusques et les oiseaux d'eau (Fustec & Frochot, 1996).

- Fonction de reproduction

La présence de ressources alimentaires variées et la diversité des habitats constituent des éléments essentiels conditionnant la reproduction des organismes vivants (Fustec & Frochot, 1996).

- Fonction d'abri, de repos et de refuge

Les zones humides qui s'échelonnent des régions arctiques à l'Afrique sont des haltes potentielles pour les migrateurs en transit par l'Europe de l'Ouest. Ceux-ci vont alors s'y reposer et prendre des forces. Elles jouent aussi le rôle de refuge climatique lors des grands froids. Cette fonction s'exerce en deux temps. Le premier est le repli des oiseaux vers des milieux non gelés. Le deuxième quand toutes les zones humides sont gelées, la fuite vers des régions méridionales s'impose (Fustec *et al.*, 2000).

3.2.3. Fonctions climatiques

Les zones humides participent à la régulation des microclimats. Les précipitations et la température peuvent être influencées localement par les phénomènes d'évaporation intense d'eau, et de la végétation par le phénomène d'évapotranspiration. Elles peuvent ainsi tamponner les effets de sécheresse au bénéfice de certaines activités agricoles, donc elles jouent un rôle dans la stabilité du climat (Skinner & Zalewski, 1995).

3.3. Valeurs des zones humides

3.3.1. Valeurs culturelles et sociales

Ces écosystèmes participent à l'image de marque des régions où se trouve la zone humide. Leurs paysages de qualité et leurs richesses font d'elles un pôle d'attraction où se développent diverses activités récréatives et pédagogiques susceptibles de favoriser le développement local. Elles représentent un fantastique atout touristique (Fustec *et al.*, 2000).

3.3.2. Valeurs économiques

Outre leur aspect patrimonial et écologique, les zones humides sont également des zones très productives ayant permis le développement de nombreuses activités professionnelles :

saliculture, la pêche, la conchyliculture et une importante production agricole : herbage, pâturage, élevage, rizières ... (Fustec et al., 2000).

3.4. La Convention relative aux zones humides d'importance internationale

Signée à Ramsar (Iran) en 1971, la convention vise à assurer l'utilisation rationnelle et durable des ressources en zones humides et à garantir leur conservation. Ce texte fondamental déclare que les parties contractantes, reconnaissent l'interdépendance de l'Homme et de son environnement ; considèrent les fonctions écologiques fondamentales des zones humides en tant que régulateurs du régime des eaux et en tant qu'habitats d'une flore et d'une faune caractéristiques et particulièrement, des oiseaux d'eau. Convaincues que les zones humides constituent une ressource de grande valeur économique, culturelle, scientifique et récréative, dont la disparition serait irréparable, désireuses d'enrayer, à présent et dans l'avenir, les empiètements progressifs sur ces zones humides et la disparition de ces zones. Reconnaisant que les oiseaux d'eau, dans leurs migrations saisonnières, peuvent traverser les frontières et doivent, par conséquent, être considérés comme une ressource internationale. Persuadées que la conservation des zones humides, de leur flore et de leur faune peut être assurée en conjuguant des politiques nationales à long terme à une action internationale coordonnée ; sont convenues que le choix des zones humides à inscrire sur la liste devrait être fondé sur leur importance internationale au point de vue écologique, botanique, zoologique, limnologique ou hydrologique. Elles devraient être inscrites, en premier lieu, les zones humides ayant une importance internationale pour les oiseaux d'eau en toutes saisons.

3.5. Importance des zones humides algériennes

L'adhésion de l'Algérie à la convention de Ramsar a été effective en novembre 1983 avec l'inscription de deux sites sur la liste des zones humides d'importance internationale : Le Lac Tonga (2400 ha) et le Lac Oubeïra (2600 ha) situés tous deux dans le complexe des zones humides d'El -Kala (wilaya d'El Tarf). Le Lac Fetzara, quant à lui, a rejoint la liste en 2003. La position géographique de l'Algérie, sa configuration physique et la diversité de son climat lui confèrent une importante richesse de zones humides.

Sa configuration physique s'est traduite globalement par une zonation latitudinale caractérisée par l'existence de plusieurs types de climats sur lesquels l'influence méditerranéenne s'atténue au fur et à mesure qu'on s'éloigne de la mer. Cette diversité de climat a engendré une grande diversité d'écosystèmes de zones humides.

Ainsi dans la partie Nord-Est de l'Algérie, la plus arrosée, renferme un complexe lacustre particulièrement important, le complexe d'El -Kala. La frange Nord-Ouest soumise à un

régime pluviométrique moins important se caractérise surtout par des plans d'eau salée tels que ; les marais de la Macta (44.500 ha) et la sebkha d'Oran (56 870 ha). Dans les hautes plaines steppiques on rencontre principalement des chotts et des sebkhas. Ce sont des lacs continentaux salés de très faible profondeur qui se sont formés au Pléistocène et s'étendent sur de très grandes superficies en millions de km carrés, tel que Chott El Hodna (362 000 ha), Chott chergui (2000 km²) et Chott Melghir (5 515 km²).

4. Présentation de la zone d'étude « le lac Fetzara et les plaines environnantes »

4.1. Situation géographique

Le lac Fetzara se situe à 18 km au Sud-Ouest du chef-lieu de la wilaya de Annaba et à 14 km de la mer, il s'allonge dans le sens Est-Ouest sur 17 km de long et s'étend sur 13 km dans sa plus grande largeur, sous une longitude de 7°24 à 7°4 Est et une latitude de 36°5 Nord.

La superficie du lac est d'environ 18600 ha. La partie inondable est située au centre de la zone et couvre une surface estimée à 13000 ha.

Il est bordé au Nord par le massif de l'Edough, au Sud par les collines de Ain Berda et par les deux cordons dunaires à l'Est et à l'Ouest du lac (Fig. 9).

Plusieurs agglomérations existent dans la périphérie du lac : au Nord, la commune de Berrahal, au Sud les communes d'El Eulma (oued el Hout) et de Cheurfa et à l'Est de petits villages tels que El Gantra et Oued Zied (GHI, 2009).

Sur le plan juridique, la majorité des terres qui entourent la cuvette sont étatiques (80%), le reste est privé (Ounas, 2012).

Le lac est partiellement inondé en hiver malgré la présence d'un canal principal creusé afin d'assurer le drainage (Durand, 1950). Cependant, il a été constaté que cet ouvrage, qui se jette dans l'oued Meboudja, était insuffisant pour évacuer toutes les eaux des fortes pluies d'hiver.



Figure 9 : Situation géographique du lac Fetzara.

4.2. Historique du lac Fetzara

Le lac Fetzara est une zone humide naturelle qui a été soupçonnée d'être à l'origine du paludisme en 1844. C'est depuis cette année qu'une première tentative d'assèchement a été entamée pour être achevée en 1880. Cela consistait sur le fait de creuser un canal de 16 kilomètres d'Est en Ouest.

Entre 1906 et 1934 sont creusés les canaux de l'oued Mellah, de l'oued Ziyed et de l'oued El-Hout, c'est à partir de cette époque que le lac a gardé sa physionomie actuelle.

Les premiers projets de mise en valeur de cette zone ne visaient qu'un reboisement en eucalyptus dans les années 1875, 1888-1891 et 1949. Malgré des échecs répétés, une nouvelle tentative est faite en 1954, pour fournir de l'ombrage aux pâturages.

S'inspirant des marais Pontins (France), des parcelles de 100 hectares ont été installés en 1940, attribuées à des anciens élèves d'une école d'agriculture; malgré l'assistance technique et financière de l'État, l'échec fut complet (Travers, 1958).

Une autre tentative en 1999-2000 par la GCA (générale des concessions agricoles) pour la création de trois périmètres agricoles, n'a pas donné des résultats attendus (sols inondés durant toute la période hivernale).

Depuis l'année 2003, le lac Fetzara a été inclut dans la liste des zones humides d'importance internationales, liste établie conformément à l'article 2. 1 de la convention RAMSAR.

4. 3. Géologie et géomorphologie du bassin versant du lac Fetzara

4.3.1. Géologie

Le lac Fetzara et son bassin versant sont constitués de plusieurs formations géologiques dont la stratigraphie serait la suivante : (Joleaud, 1936) (Fig. 10)

- Formations marécageuses actuelles, constituées de limons du lac Fetzara, elles sont mal drainées et forment le fond de la cuvette.
- Dépôts récents, formés de sables et limons. En bordure du lac et (Néopléistocène).
- Dépôts de sables et de limons datant du Pléistocène récent et le dépôt dunaire d'El Gantra qui a isolé le lac de la mer.
- Alluvions des moyennes terrasses des vallées, formées de sables et cailloux roulés, en bordure du vieux thalweg d'âge Pléistocène ancien.
- Alluvions des hautes terrasses des vallées, formées de sables et cailloux roulés, d'âge Pléistocène ancien.
- Grés de Numidie de l'Eocène supérieur ou de l'Oligocène, - Argiles de Numidie, verdâtres ou brunâtres, plus ou moins schisteuses de l'éocène supérieur ou Oligocène.
- Argiles plus ou moins schisteuses avec bancs de calcaires, de l'éocène moyen, - Schistes argileux, talqueux ou sériciteux.
- Gneiss et Micaschistes.



b- L.Joleaud 1936

Légende :

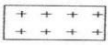

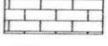
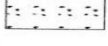
| | |
|---|---|
|  | Gneiss et Micaschistes |
|  | Grés Numidien |
|  | N. Telliennes (Marnes, Marno Calcaire) |
|  | Quaternaire { Graviers-Galets Argiles - Sables Graviers - Sables |

Figure 10 : Coupe géologique entre l'Edough et Ain Berda par le lac Fetzara (Joleaud,1936).

4.3.2. Géomorphologie

La cuvette du lac Fetzara correspond à un large synclinal que dessinent les argiles et grès de l'Eocène supérieur et de l'Oligocène inférieur.

Les études faites sur le lac Fetzara ont permis de montrer à la fois le rôle de la tectonique et du climat dans l'élaboration du lac. Concernant la tectonique, les failles qui limitent cette cuvette sont restées actives pendant tout le Quaternaire. D'après Marre (1987), le lac Fetzara présente des bordures Nord et Sud nettement dissymétriques. Au Sud, un véritable piémont avec plusieurs niveaux de glacis qui s'est construit en avant du Tell Nord guelmien. Au Nord, le massif de l'Edough tombe brutalement dans la cuvette du lac Fetzara et peu de formes quaternaires assurent le passage de la montagne au fond de la dépression. Enfin, à l'Est, une lunette, que suit la route, isole la dépression lacustre de la plaine d'El-Hadjar (Fig. 11).

Selon Marre (1987), concernant le rôle du climat, il aurait existé dans le lac Fetzara des périodes de déflation éolienne qui ont alterné avec des périodes d'inondations. Pendant les phases humides, le lac restait en eau toute l'année d'où la présence de vases organiques et d'une faune lagunaire qui remontait par les oueds. Tandis que pendant les phases sèches, le lac s'asséchait au moins en été ; la déflation éolienne se mettait en action avec les vents du Nord-Ouest, il y a alors creusement du fond de la cuvette, dépôt au Sud-Est sur les glacis et construction de la lunette sableuse à l'Est qui forme la dépression.

D'une manière générale, la topographie du lac Fetzara est relativement simple. La partie la plus profonde du lac est à 10 m. La zone est divisée en partie montagneuse (altitude > 40 m), la terrasse formée vers le centre du lac (altitude de 10 à 20 m) et les terrains bas (altitude < 10 m). La plaine occupe environ les deux tiers de la superficie totale (tableau 3).

Tableau 3 : Répartition de la superficie des formations topographiques du lac Fetzara (AJCI, 1985)

| Nature des formations | Superficie (ha) | % |
|-----------------------|-----------------|-----|
| Terrains bas (<10m) | 5800 | 31 |
| Plaine (10-20m) | 11800 | 63 |
| Terrasses (20-40m) | 1000 | 6 |
| Total | 18600 | 100 |

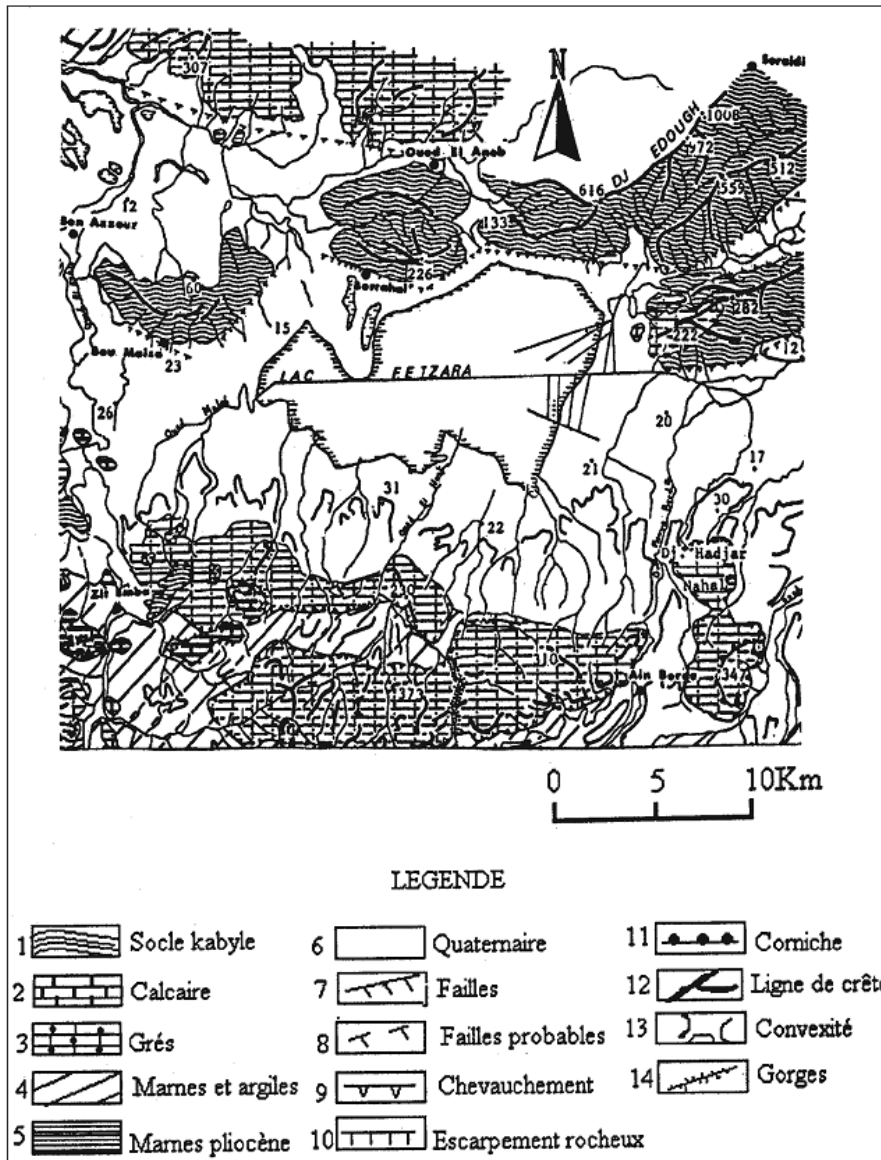


Figure 11. Carte géomorphologique de la région du lac Fetzara (Marre, 1987).

4.4. Hydrologie et hydrogéologie du lac Fetzara

4.4.1. Hydrologie

Le lac Fetzara reçoit toute une série d'oueds provenant des massifs environnants. Cependant, la majorité des eaux sont collectées à partir de trois oueds principaux qui sont Zied, El-Hout et Mélah (Fig. 12).

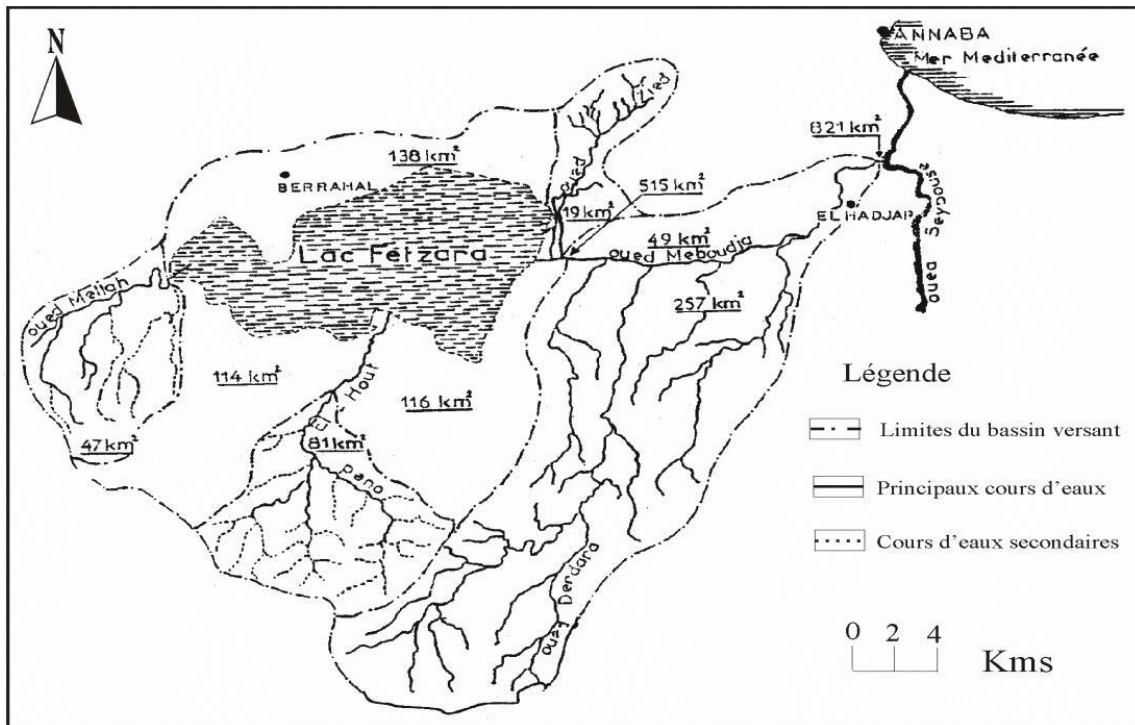


Figure 12. Le bassin versant du lac Fetzara (AJCI, 1985).

La superficie submergée en hiver est estimée à 60 Km² (AJCI, 1985). Le drainage du lac, est effectué par le canal principal installé au centre du lac et le traversant d'Ouest en Est. En saison pluvieuse, les eaux sont emmagasinées dans le lac et drainées vers l'oued Meboudja en passant par le pont-vanne pour maintenir le niveau du lac à une certaine hauteur. Tous les oueds tarissent en saison estivale (juin à septembre) et la superficie du lac se réduit jusqu'à environ 20 Km².

La superficie totale du bassin versant du lac Fetzara est de 515 Km², elle est répartie comme suit : 147 Km² pour les trois principaux oueds (Zied, El-Hout et Mélah) et 368 Km² pour les différents ruisseaux et autres bassins versants (AJCI, 1985).

4.4.2. Hydrogéologie

Les principales sources de la région se rencontrent dans les gneiss, mais elles sont peu importantes. Elles sont rares dans les micaschistes et leur niveau le plus constant se trouve en contact des calcaires cristallins et des schistes sous-jacents.

Dans la région de l'Eocène, les grès constituent une assise perméable donnant lieu à des nappes aquifères se déversant au niveau des argiles. Les éboulis des grès et les alluvions diverses donnent aussi des niveaux d'eaux.

Les eaux de nappes du lac Fetzara font apparaître des teneurs de salinité très variées, et des faciès chimiques très diversifiés (AJCI, 1985). Ceci, laisse supposer qu'il existe plusieurs

types de familles d'eaux souterraines. D'après Durand (1950), la salure du lac Fetzara semble due au lavage par les eaux des roches cristallines de l'Edough qui fournirait les sels. Mais les compositions chimiques des eaux du massif métamorphique étant différentes, ceci laisse supposer que le lac est une mer résiduelle ou une lagune dont les eaux auraient lavé des terrains salifères comme ceux du Trias (Joleaud, 1936). Les deux phénomènes auraient pu intervenir dans des proportions différentes.

4.5. Les sols du lac Fetzara

Les sols du lac Fetzara ont fait l'objet de plusieurs études de mise en valeur agricole, qui ont toutes révélé des contraintes non négligeables quant à leur utilisation telles que la salinisation et l'hydromorphie (Durand, 1950 ; Fagraria, 1967 ; A.J.C.I, 1985; B.N.E.D.E.R, 2004; Djamai, 2007 et Zahi, 2008).

4.5.1. Les classes de sols

Selon la classification française CPCS (Commission de Pédologie et de Cartographie des Sols) (1967), il a été distingué quatre classes de sols sur le lac Fetzara (AJCI, 1985), dont la répartition est la suivante (tableau 4, Fig. 13).

Tableau 4 : Distribution des différentes classes de sols (AJCI, 1985).

| Classe de sols | Superficie (ha) | % |
|-------------------|-----------------|------|
| Sols peu évolués | 5119 | 28 |
| Vertisols | 625 | 3.3 |
| Sols hydromorphes | 2548 | 13.7 |
| Sols halomorphes | 10228 | 55 |
| Total | 18600 | 100 |

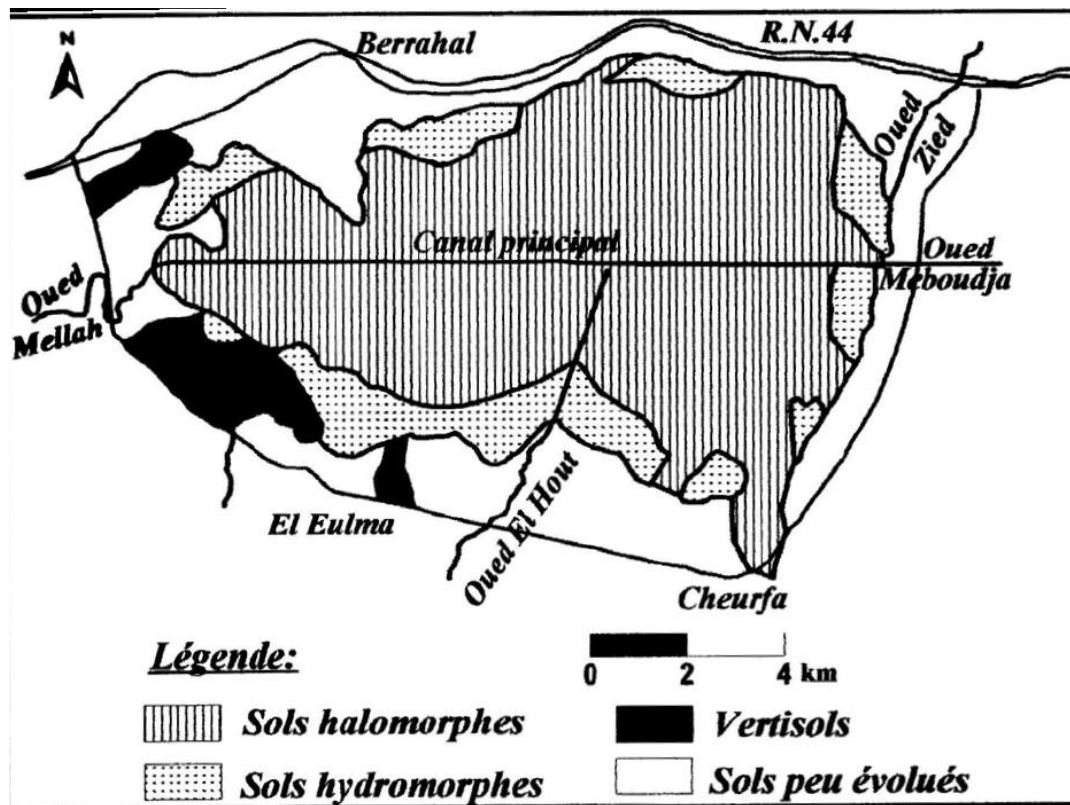


Figure 13 : Répartition des classes de sols du lac Fetzara (AJCI, 1985).

4.5.1.1. Les sols peu évolués

Les sols peu évolués sont d'origine non climatique. Ils sont formés sur une couche d'apport constituée de sables et d'argiles. L'épaisseur varie selon leur position topographique; leur superficie est de 5199ha, soit 28 % de la superficie totale du lac, ils se situent essentiellement sur les terres onduleuses des pieds des montagnes et sur les terrasses. Ils se caractérisent par une faible rétention d'eau, une perméabilité très élevée et un taux de matière organique moyen.

4.5.1.2. Les vertisols

Ces sols s'étendent sur une superficie de l'ordre de 625 ha, soit 3,3% de la superficie totale. Ils sont répartis dans la zone Ouest du lac et sont riches en argile gonflante. Les vertisols ont de mauvaises propriétés physiques (sols lourds). Ils possèdent une texture très fine et présentent un mauvais drainage.

4.5.1.3. Les sols hydromorphes

Ce sont des sols peu humifères et salins, à texture très fine avec une très faible perméabilité. Ils occupent une superficie de 254 ha, soit 13,7% de la surface totale. Ils sont localisés dans la

zone centrale du lac. Ces sols moyennement profonds, se caractérisent par la présence d'une nappe qui explique l'hydromorphie temporaire ou permanente, ils sont fortement calcaires.

4.5.1.4. Les sols halomorphes

Ces sols sont fréquents dans la partie Est et Sud-Est du lac, sur une superficie de 10228ha, soit 55% de la surface totale. Ce sont des sols salins, caractérisés par la présence de sels solubles, une perméabilité moyenne, une texture lourde et riche en minéraux argileux gonflants.

4.5.2. Les principales caractéristiques physico-chimiques des sols

Selon une synthèse effectuée sur les principales caractéristiques physico-chimiques des sols à partir des travaux de Djamaï (1993 et 2000), il ressort que les sols ont généralement une texture argileuse à argilo-limoneuse ; les teneurs en argiles sont particulièrement importantes dans les horizons de profondeur qui présentent des valeurs pouvant atteindre 68%.

La réaction des sols est dans l'ensemble légèrement à très franchement alcaline, les valeurs du pH sont généralement supérieures à 8. Les teneurs en matière organique sont très variables, elles sont comprises entre 1 et 4%.

Les sols sont souvent peu calcaires, la teneur maximale en calcaire total est de 7.13%, elle est enregistrée au centre du lac. Il est à signaler que les sols de la partie Est du lac sont souvent plus calcaires, il existerait un gradient de distribution du carbonate de calcium dans le paysage selon le sens d'écoulement des eaux (Zahi, 2014)

Les quantités de gypse contenues dans les sols du lac Fetzara sont faibles, elles sont souvent inférieures à 1%. Néanmoins, quelques profils présentent des teneurs pouvant atteindre 6%.

4.5.3. Occupation des sols du lac Fetzara

Depuis le début de la réalisation du projet d'assèchement du lac, des plantations très importantes d'*Eucalyptus* ont été faites sur les rives de ce dernier. D'après Durand (1950) à la fin de la réalisation du projet, vers 1938, il a été constaté que les sols du lac Fetzara se dessalaient rapidement et que l'ancienne végétation de *Juncus* régressait devant les plantes fourragères.

Les terres agricoles représentent environ le tiers de la superficie totale et sont situées en grande partie sur les terrains dont l'altitude est supérieure à 12m (AJCI, 1985) ; ceci peut s'expliquer par le fait que la partie basse est située au centre du lac, cette zone est très affectée par les sels et très souvent inondée. La situation de l'occupation des terres est très variée selon AJCI (1985) dans le tableau 5.

Tableau 5. Distribution des terres agricoles du lac Fetzara (AJCI, 1985).

| Catégories des terres | Superficie (ha) | % |
|--------------------------------------|-----------------|------|
| Terres labourables | 4064 | 22 |
| Forets | 75 | 0.4 |
| Vergers | 40 | 0.2 |
| Buissons | 200 | 1 |
| Terres incultes (salées ou inondées) | 14222 | 76.4 |
| total | 18600 | |

4.6. Le climat de la région du lac

Pour étudier le climat de région du lac Fetzara, nous avons choisi les données disponibles sur la station météorologique de Annaba (Aéroport- Les Salines), qui peut être considérée comme étant la station plus proche de la zone d'étude. La station Aéroport-Les Salines de Annaba se situe à environ 25 km à vol d'oiseau du lac Fetzara, et c'est en même temps, celle qui dispose de données les plus complètes et surtout les plus régulières. Les données climatiques prises en considération pour l'étude du climat de la zone du projet portent sur 20 ans et concernent les moyennes mensuelles de la période 1978 – 1998 et 1982 – 2011 (tableau 6).

Tableau 6 : Données climatiques moyennes mensuelles de la région du lac Fetzara (Annaba – Les Salines : 1982 – 2011).

| Paramètres | Unités | Jan. | Fev. | Mars | Avr. | Mai | Juin | Juil. | Aout | Sept. | Oct. | Nov. | Dec. | Moy. Ou total |
|-------------------------|--------|--------|--------|--------|--------|--------|--------|--------|--------|--------|--------|--------|--------|---------------|
| *T min | °C | 7.03 | 7.18 | 8.18 | 9.98 | 12.97 | 16.58 | 19.01 | 19.68 | 18.71 | 14.93 | 11.02 | 8.19 | 12.78 |
| *T max | °C | 16.49 | 16.90 | 18.26 | 20.22 | 23.55 | 27.11 | 30.42 | 30.98 | 28.93 | 25.56 | 20.98 | 17.68 | 23.09 |
| t. moyenne | °C | 10.99 | 11.27 | 13.12 | 15.27 | 18.30 | 22.04 | 25.29 | 25.83 | 23.06 | 20.02 | 15.61 | 13.15 | 17.83 |
| Pluviométrie | Mm | 108.37 | 75.01 | 66.43 | 56.47 | 38.55 | 13.26 | 2.60 | 9.69 | 42.40 | 62.21 | 88.64 | 122.66 | 686.29 |
| *Nbre de jours de pluie | jours | 14.4 | 13.5 | 12.7 | 13.2 | 8.4 | 5.9 | 1.8 | 2.6 | 8.6 | 10.2 | 13.7 | 15.9 | 122 |
| Humidité | % | 79.3 | 76.5 | 75.0 | 74.2 | 74.7 | 73.1 | 70.2 | 71.8 | 72.3 | 74.8 | 76.2 | 77.5 | 74.63 |
| Evaporation | mm | 61.9 | 66.9 | 88.0 | 87.3 | 103.9 | 130.4 | 153.9 | 154.3 | 127.9 | 99.8 | 79.7 | 66.0 | 1220 |
| Vents | m/s | 3.6 | 3.8 | 4.1 | 3.8 | 3.8 | 3.5 | 4 | 4.3 | 3.9 | 4.1 | 4.0 | 3.8 | 3.9 |
| *Insolation | Heures | 151.94 | 166.66 | 201.33 | 211.07 | 280.50 | 304.63 | 334.70 | 305.53 | 244.23 | 198.96 | 162.78 | 140.43 | 2702.76 |

*Données climatiques (Annaba- Les Salines : 1978-1998)

4.6.1. Le régime thermique

Il faut signaler la faiblesse des écarts de l'amplitude thermique (M – m) d'un mois à un autre (Fig. 14). La température moyenne annuelle est de 17.83 °C. La moyenne mensuelle

maximale est de 23.09°C (maximum en juillet et août), alors que la minimale est de 12.78°C (minimum en janvier et février).

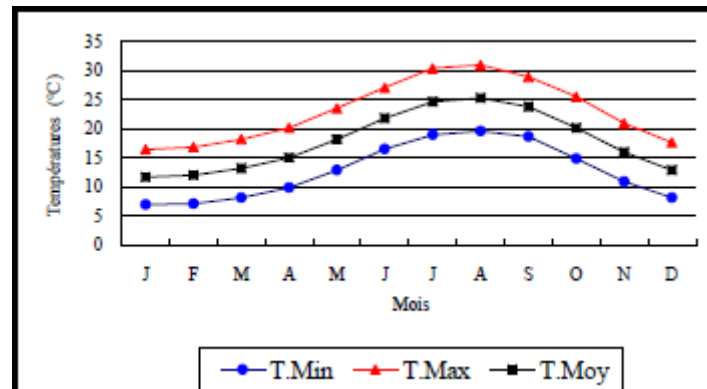


Figure 14 : Présentation des données thermiques de la région de Annaba.

4.6.2. Le régime pluviométrique

La pluviométrie moyenne annuelle est d'environ 700mm. Les 80% de cette pluie sont enregistrés au cours des six mois d'octobre à mars (Fig. 15). Le nombre de jours de pluie moyen par an est d'environ 122 jours.

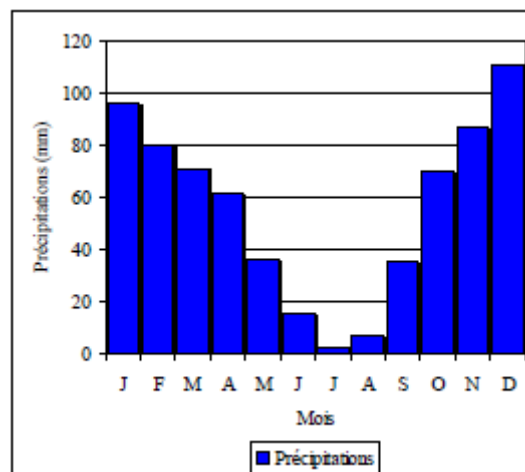


Figure 15. Hauteurs moyennes mensuelles des précipitations de la région de Annaba (1982-2011).

4.6.3. L'humidité relative

Le degré hygrométrique est très élevé tout au long de l'année avec une variation entre 70 et 77 % et une moyenne annuelle de 74.76%. La mer et les nombreux points d'eau contribuent au maintien d'une hygrométrie élevée même en été, modérant ainsi la durée et l'intensité de la sécheresse.

4.6.4. Les vents

Les vents dominants sont ceux des secteurs Nord et Ouest (tableau 7 et figure 16). La vitesse moyenne est de 22.15 m/s, les pointes les plus importantes sont enregistrées aux mois de février, mars et novembre.

Tableau 7 : Fréquence des vents de la région de Annaba (1978-1998).

| Direction des vents | Fréquence (%) |
|---------------------|---------------|
| Nord (N) | 29,7 |
| Nord-Est (N.E) | 8,6 |
| Est (E) | 2,5 |
| Sud-Est (S.E) | 15,9 |
| Sud (S) | 10,4 |
| Sud-Ouest (S.W) | 0,4 |
| Ouest (W) | 26,5 |
| Nord-Ouest (N.W) | 5,9 |

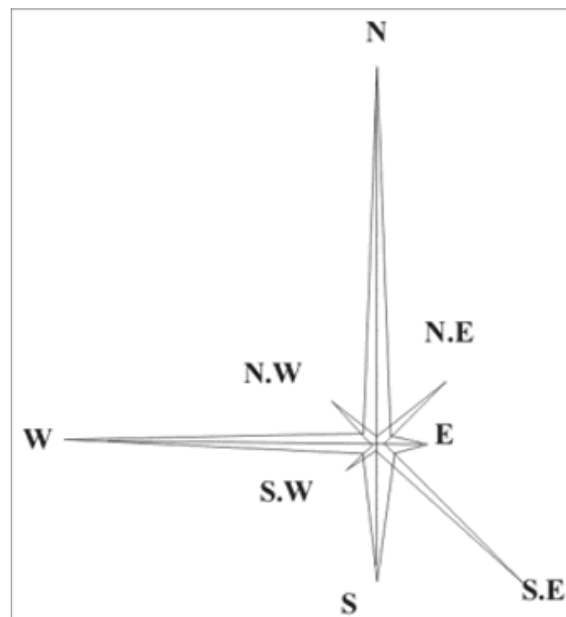


Figure 16 : La fréquence des vents de la région de Annaba (1978-1998).

4.6.5. L'évaporation

L'évaporation mensuelle varie au cours de l'année, la maximale est enregistrée en juillet et août (183.22 mm) et la minimale en janvier (68.44 mm). L'évaporation totale moyenne annuelle est très importante, elle est 1432.80 mm/an, alors que la valeur moyenne journalière est d'environ 4 mm/jour. Nous remarquons un déficit hydrique très important (Evaporation > Précipitations) de mars à novembre (Fig. 17).

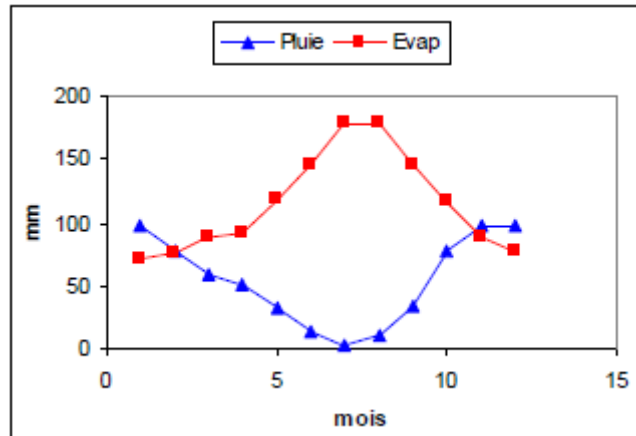


Figure 17. Bilan hydrique climatique de la zone d'étude.

4.6.6. Synthèse climatique

- Diagramme pluviothermique de Gaussen (1954)

Le diagramme est construit en tenant compte des moyennes mensuelles des précipitations et des températures. L'échelle des précipitations étant doublée par rapport à celle des températures ($P = 2T$). Il permet de définir la saison sèche, sa durée et son intensité. Pour la région de Annaba, le diagramme fait ressortir une sécheresse estivale de 5 mois, de mai à septembre (Fig. 18)

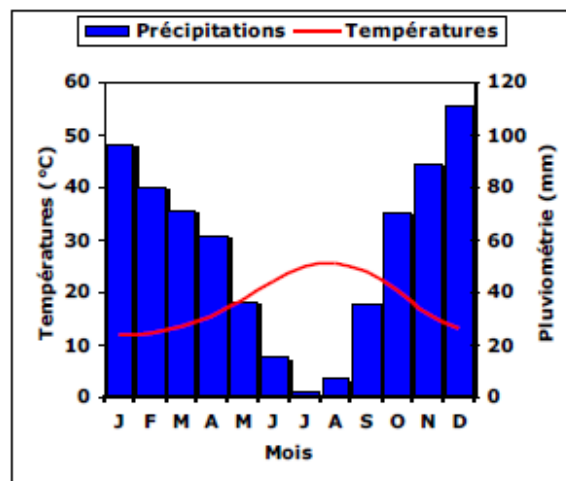


Figure 18. Diagramme pluviothermique de Gaussen (1954) pour la région de Annaba (1982-2011).

- L'indice d'aridité de de Martonne (1926)

Il est également calculé à partir des moyennes des précipitations et des températures. Il est possible de déterminer un indice annuel « A » ou des indices mensuels pour les périodes prises en compte « a » :

$$A = P / (T + 10)$$

P : total des précipitations annuelles (mm).

T : températures moyennes annuelles (°C).

$$a = 12 \cdot P / (t + 10)$$

P : total des précipitations annuelles (mm).

t : températures moyennes mensuelles (°C).

Les valeurs sont d'autant plus faibles que le climat est aride. Un indice supérieur à 20 indique un climat humide. La tendance à la sécheresse s'affirme entre 10 et 20 ; en dessous de 10, c'est l'aridité. Pour la région de Annaba, l'indice d'aridité annuel (A) de de Martonne est de 24.16, ce qui correspond à un climat suffisamment humide. Concernant les indices d'aridité mensuels (a), la tendance à la sécheresse s'étale de mai à septembre, avec des indices variant entre 1 et 15. L'aridité concerne surtout les mois de juin, juillet et août (tableau 8)

Tableau 8 : Indices d'aridité de de Martonne (1926) de la région de Annaba (1978-1998).

| Mois | P (mm) | n (jours) | T (°C) | a |
|-----------------------|--------|-----------|--------|-------|
| J | 95.97 | 14.4 | 11.76 | 52.92 |
| F | 80.07 | 13.5 | 12.04 | 43.59 |
| M | 71.40 | 12.7 | 13.22 | 36.89 |
| A | 61.86 | 13.2 | 15.10 | 29.57 |
| M | 35.97 | 8.4 | 18.26 | 15.27 |
| J | 15.47 | 5.9 | 21.84 | 5.83 |
| J | 2.22 | 1.8 | 24.71 | 0.76 |
| A | 6.86 | 2.6 | 25.33 | 2.33 |
| S | 35.58 | 8.6 | 23.82 | 12.62 |
| O | 70.36 | 10.2 | 20.24 | 27.92 |
| N | 88.67 | 13.7 | 16.00 | 40.92 |
| D | 110.51 | 15.9 | 12.93 | 57.83 |
| Total ou Moy. Annuels | 674.94 | 122 | 17.93 | 24.16 |

P : pluviométrie moyenne mensuelle et annuelle (mm).

n : nombre de jours de pluie moyen mensuelle et annuelle (jours).

T : température moyenne mensuelle et annuelle (°C).

a : indice d'aridité mensuelle.

- **Le quotient pluviothermique d'Emberger (1954)**

Emberger (1954) a proposé un indice appelé quotient pluviothermique (Q) spécifique au climat méditerranéen :

$$Q = 2000 \cdot P / (M_2 - m_2)$$

P : pluviométrie moyenne annuelle (mm).

M : température maximale moyenne annuelle en degrés absolus (°K).

m : température minimale moyenne annuelle en degrés absolus (°K).

Stewart (1969) a montré que le quotient pluviothermique d'Emberger (1954) pouvait être simplifié pour le Maghreb pour s'écrire :

$$Q_2 = 3.43 \cdot P / (M - m)$$

Le quotient pluviothermique d'Emberger (1954), classe la région de Annaba dans le climagramme qui porte son nom, dans le climat méditerranéen tempéré à étage subhumide doux (Fig. 19).

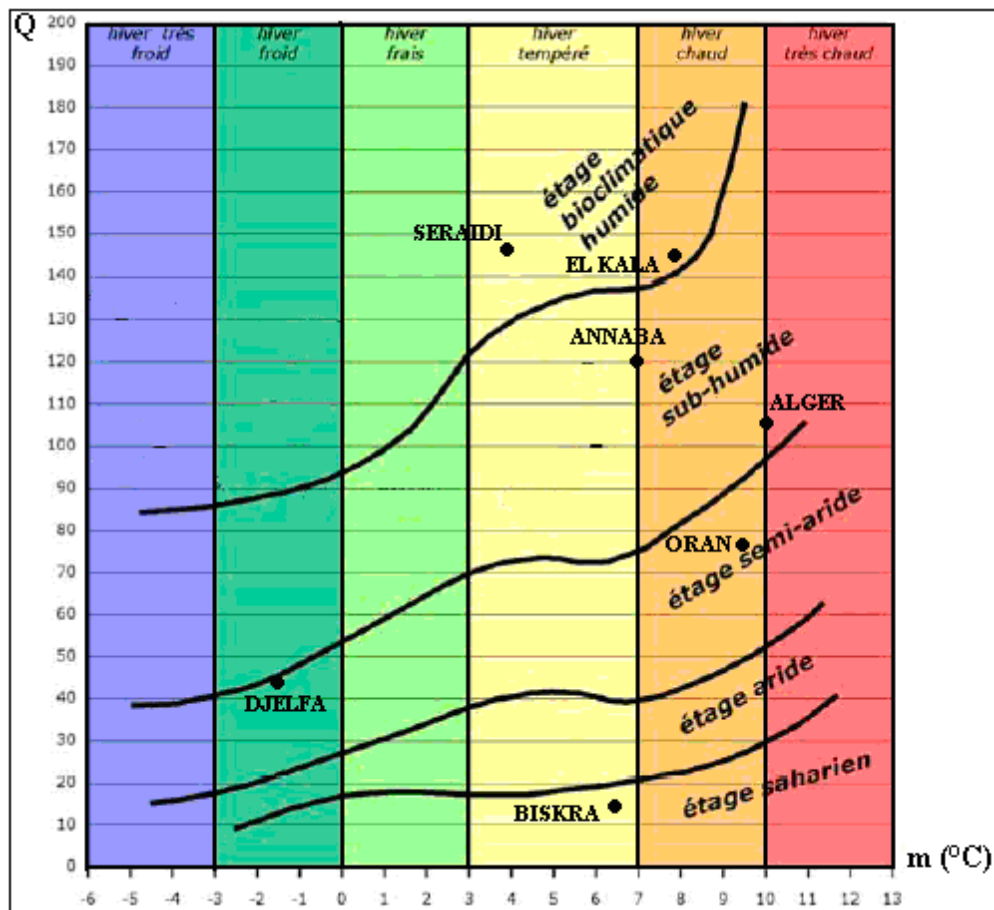


Figure 19 : Etage bioclimatique de la région de Annaba selon le climagramme d'Emberger (1954).

Chapitre II :
Etude floristique
autour du lac Fetzara

Chapitre II : Etude floristique autour du lac Fetzara

1. INTRODUCTION

Les milieux humides figurent parmi les écosystèmes les plus riches et les plus diversifiés de la planète (Skinner & Zalewski, 1995). Malheureusement, ces milieux sont souvent dégradés ou bien condamnés à disparaître au nom de l'intérêt de la société (contrôle des inondations, transport, élimination des marais « insalubres », urbanisation, ...etc.)

La gestion et la conservation de ce type d'habitat implique la compréhension des caractéristiques de la végétation et de sa répartition par rapport aux différentes variables écologiques les plus importantes (Chenchouni 2017; Neffar *et al.*, 2018). L'identification de la flore et des communautés végétales présentes sur une zone humide fournit d'importantes informations sur la qualité du milieu et ses services écosystémiques potentiels. La végétation d'une zone biogéographique donnée est par conséquent la principale entité de l'écosystème, exprimant ainsi les principales conditions naturelles du milieu.

Les recherches actuelles sur la compréhension des communautés végétales qui caractérisent les zones humides de l'Afrique du Nord commencent à se dégager mais restent incomplètes (Chenchouni 2012) car une grande lacune scientifique sur la compréhension des aspects tels que l'impact écologique et les interactions biotiques et / ou la distribution spatiale et temporelle des plantes a été perçue (Boulangeat *et al.*, 2012).

Dans cette perspective, le présent travail a pour objectif d'évaluer la diversité des plantes et leur répartition dans la zone du lac Fetzara classé site RAMSAR (2003). Nous prêterons aussi une attention particulière aux Fabacées, une famille de plantes aux multiples intérêts; ce qui constituera une contribution à la valorisation des ressources d'intérêt fourrager et pastoral en Algérie et fera suite aux nombreuses études déjà réalisées sur les Fabacées fourragères spontanées d'Algérie (Issolah & Abdelguerfi, 2003, 2010 ; Issolah & Khalfallah, 2007, 2010 ; Issolah & Yahiaoui, 2008 ; Issolah *et al.*, 2012, 2014).

2. MATERIEL ET METHODES

2.1. Déroulement de l'étude floristique

2.1.1. Périodes et Sites d'échantillonnage

La végétation du lac Fetzara est étudiée en trois périodes par an (février-mars, avril-mai et juin-juillet) pendant plusieurs cycles hydrologiques (2014-2019). Ces périodes d'échantillonnage sont retenues du fait qu'elles couvrent la période de floraison et de fructification de la grande majorité des espèces du Lac. Les sites d'échantillonnage sont représentés par cinq quadrats de superficie 100m² appliqués sur des transects de longueur de 1000m établis depuis la zone exondée (périphérie) vers la zone inondée (centre) (Fig. 20). Ils permettent ainsi de déterminer le recouvrement des espèces et leur contribution à la constitution du tapis végétal. Chaque transect est orienté en fonction de l'exposition par rapport au centre du lac (Transect Nord, Sud, Est et Ouest). Au total, 20 relevés sont effectués.

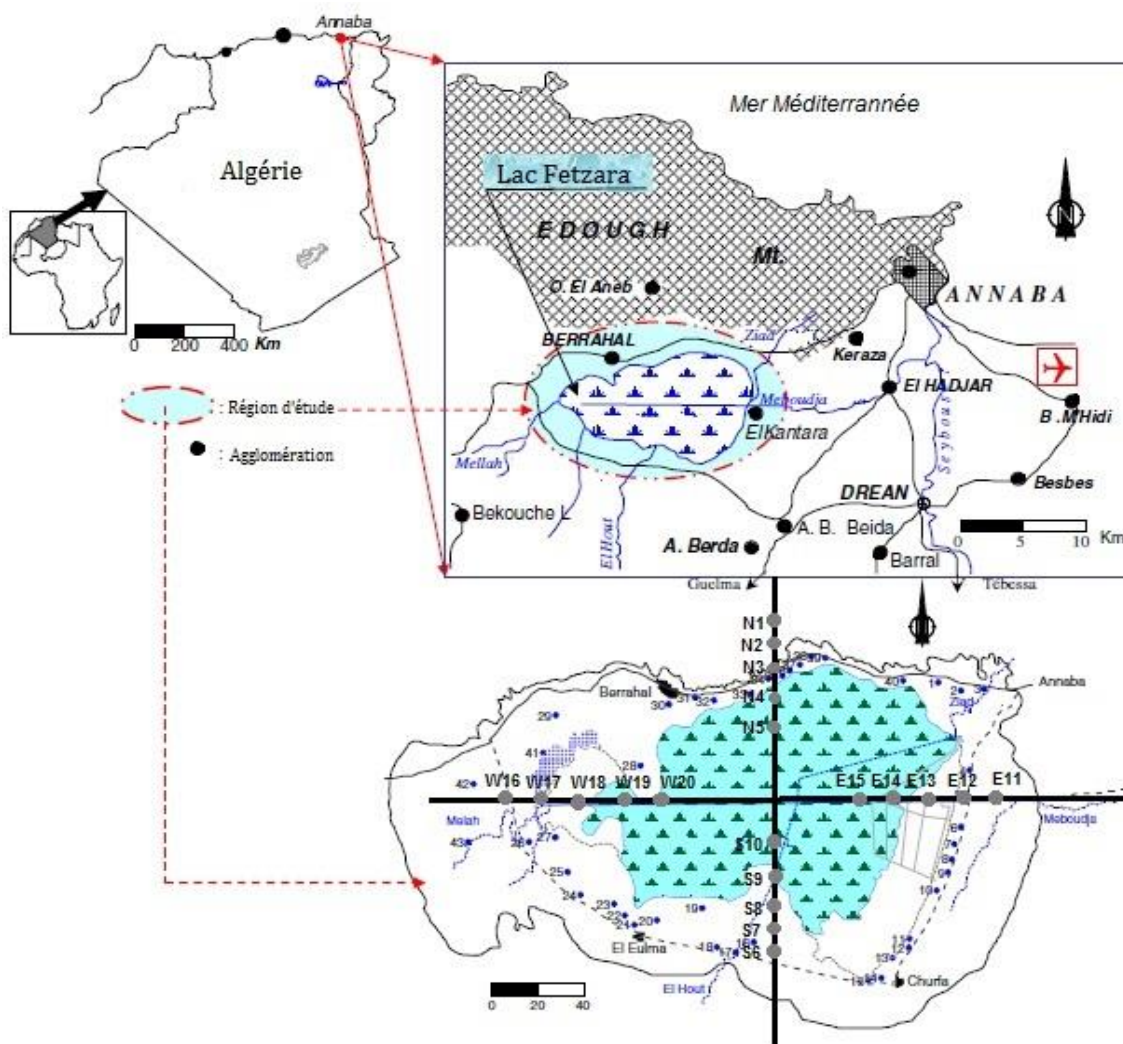


Figure 20 : Localisation des points d'échantillonnage
(N : transect Nord, E : transect Est, S : transect Sud, W : transect Ouest)

La nomenclature des espèces inventoriées est mise à jour en tenant compte des travaux récents compilés dans l'index synonymique et bibliographique de la flore d'Afrique du Nord (Dobignard & Chatelain 2010-2013) et le site web de la base de données des plantes d'Afrique [<http://www.ville-ge.ch/musinfo/bd/cjb/africa/recherche.php?langue=fr>].

Un indice d'abondance-dominance, estimé selon une échelle d'indices variant de (1) à (5), est attribué à chaque espèce. Ces indices traduisent la part de recouvrement de chaque espèce sur la surface du relevé. Ils permettent ainsi de déterminer les espèces dominantes. A ce titre : 1= de 0 à 5%, 2= de 5 à 10%, 3= 10 à 25%, 4= de 25 à 50%, 5= de 50 à 100%.

Les espèces recensées sont renseignées par leur type biogéographique (Pignatti 1982 ; Blanca *et al.* 2009 ; Dobignard & Chatelain 2010-2013) et selon leur type biologique (Raunkier 1934; Pignatti 1982; Blanca *et al.*, 2009; Tison & de Foucault, 2014).

Au moment des relevés floristiques, des descripteurs du milieu (exposition, altitude, salinité, type de sol) et aussi de la végétation (taux de recouvrement des espèces ligneuses, taux de recouvrement des espèces herbacées, pâturage, incendie, activité agricole) sont appliquées (Tableau 9).

2.1.2. Analyse numérique des données floristiques

L'ensemble des relevés floristiques et environnementaux est soumis à une Analyse Canonique des Correspondances (ACC). Le croisement des données de la flore codée en présence-absence avec les variables environnementales (exposition, altitude, salinité, type de sol, taux de recouvrements des ligneuses et des herbacées, pâturage, incendie et activité agricole) (Tableau 9) est obtenu par cette analyse. Le nuage résultant de l'ACC permet de visualiser le pourcentage explicatif d'une variable sur une autre (Ter Braak 1995). Cette analyse est effectuée en utilisant le langage informatique R (package *ade4*, version 3.0.2) (R Development Core Team 2013).

2.1.3 Analyse sur la diversité et la distribution des Fabacées

L'ensemble des espèces de Fabacées recensées fait aussi l'objet de la même analyse numérique à savoir une Analyse Canonique des Correspondances (ACC) en incluant les mêmes variables écologiques que pour celle de l'ensemble de la flore recensée. Le nuage résultant de cette analyse permettra de mieux comprendre la répartition des espèces de cette famille selon tel ou tel facteur. Un état de leur distribution selon les transects autour du lac Fetzara sera établi.

Tableau 9 : Caractéristiques écologiques des différentes stations.

| Station | Expo | Alti | Sali | Subs | Trli | Trhe | Patu | Ince | Acag |
|---------|------|------|------|------|------|------|------|------|------|
| N1 | 1 | 4 | 1 | 1 | 1 | 5 | 4 | 1 | 2 |
| N2 | 1 | 2 | 2 | 1 | 1 | 3 | 4 | 1 | 2 |
| N3 | 1 | 3 | 2 | 1 | 1 | 3 | 3 | 1 | 1 |
| N4 | 1 | 4 | 3 | 1 | 1 | 3 | 3 | 1 | 1 |
| N5 | 1 | 4 | 3 | 1 | 1 | 2 | 1 | 1 | 1 |
| S6 | 2 | 4 | 1 | 2 | 2 | 5 | 2 | 1 | 2 |
| S7 | 2 | 3 | 1 | 2 | 1 | 4 | 3 | 1 | 2 |
| S8 | 2 | 5 | 1 | 2 | 1 | 4 | 2 | 1 | 2 |
| S9 | 2 | 3 | 2 | 3 | 1 | 3 | 1 | 1 | 1 |
| S10 | 2 | 4 | 2 | 3 | 1 | 2 | 1 | 1 | 1 |
| E11 | 3 | 4 | 2 | 2 | 2 | 5 | 4 | 1 | 2 |
| E12 | 3 | 3 | 2 | 2 | 2 | 5 | 3 | 1 | 1 |
| E13 | 3 | 2 | 3 | 3 | 1 | 4 | 3 | 2 | 1 |
| E14 | 3 | 3 | 4 | 3 | 1 | 3 | 2 | 1 | 1 |
| E15 | 3 | 4 | 4 | 1 | 1 | 2 | 2 | 1 | 1 |
| W16 | 4 | 2 | 2 | 2 | 2 | 4 | 4 | 1 | 2 |
| W17 | 4 | 1 | 3 | 2 | 1 | 3 | 3 | 1 | 1 |
| W18 | 4 | 3 | 4 | 1 | 1 | 2 | 2 | 1 | 1 |
| W19 | 4 | 2 | 4 | 1 | 1 | 2 | 2 | 1 | 1 |
| W20 | 4 | 3 | 4 | 1 | 1 | 2 | 1 | 1 | 1 |

Transect Nord : N1, N2, N3, N4 et N5. **Transect Sud**: S6, S7, S8, S9 et S10. **Transect Est**: E11, E12, E13, E14 et E15. **Transect Ouest**: W16, W17, W18, W19 et W20, **Expo** : 1= Nord, 2= Sud, 3= Est, 4= Ouest, **Alti** selon nos données GPS: 1= de 0 à 5m, 2= de 5 à 10m, 3= 10 à 15m, 4= de 15 à 20m, 5= de 20 à 40m , **Sali**: 1= <1 mS/cm à 25°C, 2= 1-2 mS/cm à 25°C, 3= 2-4 mS/cm à 25°C, 4= 4-8 mS/cm à 25°C, **Substrat** selon la carte de AJCI (agence japonaise coopérative internationale)(1985)(Figure 13):1= sols halomorphes, 2= sols peu évolués, 3= sols hydromorphes), **Trli**: taux de recouvrement des espèces ligneuses, **Trhe**: taux de recouvrement des espèces herbacées, **Patu**: pâturage, **Ince**: incendie, **Acag** : activité agricole // **Trli et Trhe** : 1= de 0 à 5%, 2= de 5 à 10%, 3= 10 à 25%, 4= de 25 à 50%, 5= de 50 à 100%. **Patu, Ince et acag**: 1= activité minimale, 2= légère activité, 3= activité moyenne, 4= activité très importante.

2.1.4 Etude pédologique

Le sol est un complexe dynamique qui prend naissance et évolue en constituant un profil. Le profil est l'ensemble des horizons qui sont des strates successives de texture, de structure et de couleur différentes (Duchauffour, 1970). La roche mère fournit les éléments minéraux et la végétation fournit la matière organique, les deux conduisent au développement du profil. L'étude pédologique correspond à une étude de terrain et une étude au laboratoire.

Pour réaliser cette étude, des échantillons de sols sont prélevés autour du lac Fetzara. Le long de chaque transect, des échantillons de 100g de sol sont prélevés dans trois endroits différents

de chaque relevé et ceci à 10 cm de profondeur. Ils sont ensuite mélangés en un seul lot. C'est sur ces 20 homogénats que sont pratiquées les analyses physicochimiques suivantes :

2.1.4.1 Analyse granulométrique

L'analyse granulométrique est réalisée pour définir la texture du sol, expliquer ses propriétés physiques (le comportement vis à vis de l'air, de l'eau et des racines) et pour évaluer sa stabilité structurale (la solidité de la structure du sol et sa résistance aux agents de dégradation). Le principe de cette analyse est de classer les éléments du sol d'après leur grosseur et de déterminer le pourcentage de chaque fraction (sable, limon, argile) (Rouiller *et al.*, 1994).

La granulométrie est déterminée par la méthode de la pipette de Robinson. La terre fine tamisée, avec un tamis à mailles de 2 mm, est utilisée. La matière organique est éliminée par H₂O₂ et la durée d'exposition dépend de la teneur en matière organique (24h à 48h). Les particules minérales sont ensuite dispersées à l'aide d'un dispersant alcalin l'hexametaphosphate de sodium. Les particules grossières de diamètre supérieur à 50 µm sont séparées par tamisage et les particules moyennes et fines sont obtenues par la mesure de la vitesse de sédimentation. La texture de sol est définie d'après le triangle des textures (Annexe 1).

2.1.4.2 Mesure du pH

Le principe consiste à mesurer le pH eau d'un mélange de 20 g de terre fine (séchée à l'air) avec 50 ml d'eau distillée. Le contenu est agité pendant quelques minutes puis filtré à travers un papier filtre. Le pH du filtrat est ensuite mesuré à l'aide d'un pH-mètre après une brève agitation (Callot-Dupuis, 1980) (Annexe 2).

2.1.4.3 Mesure de la conductivité électrique

Le principe consiste à déterminer la conductivité électrique (C. E) de l'eau pour déterminer la salinité de l'extrait du sol. Elle est effectuée en mélangeant 1/5 du sol avec 4/5 d'eau distillée et les mesures sont faites à l'aide d'un conductimètre. Ces dernières s'expriment en milli Siemens (mS). Les résultats obtenus sont interprétés selon l'échelle internationale de salure en (Annexe 3).

2.1.4.4 Dosage du calcaire total

Le calcaire joue un rôle important dans la structure du sol et la nutrition minérale de la plante mais il n'est pas un constituant toujours présent dans le sol. Par contre pratiquement tous les

sols contiennent du calcium si peu soit-il, cet élément se trouvant en particulier fixé sur l'argile sous forme d'ion calcique ou en solution sous forme de sels solubles de calcium.

Le calcaire ou carbonate de calcium, CaCO_3 , est un sel insoluble. Mais l'eau chargée de gaz carbonique peut le dissoudre lentement le transformant en un sel soluble, le bicarbonate de calcium. C'est ainsi que peu à peu le calcaire disparaît d'un sol donné. Mais la solution du sol et l'argile gardent très longtemps du calcium provenant de la dissolution du calcaire. On utilise la propriété du carbonate de calcium qui se décompose sous l'action d'un acide (HCl) en eau et gaz carbonique, ce dernier est recueilli dans un tube gradué en ml (Callot- Dupuis, 1980) (Annexe 4).

$$\text{CaCO}_3\% = (p \times V) \times 100 / (P \times v)$$

p : poids du CaCO_3 pure utilisé pour l'étalonnage.

V: volume du gaz carbonique dégagé par l'échantillon du sol.

P : poids de l'échantillon du sol.

v : volume de gaz carbonique dégagé par le CaCO_3 .

a. Dosage du carbone total et matière organique

La teneur en matière organique totale du sol est obtenue généralement en dosant la teneur en carbone. On estime que le rapport matière organique / carbone est à peu près constant et égal à : **MO/C=1,72**

Le carbone de la matière organique est oxydé par un mélange de bichromate de potassium et d'acide sulfurique. On admet que l'oxygène consommé est proportionnel au carbone que l'on veut doser (Anne, 1945). Les quantités de la matière organique mesurées sont comparées avec les normes internationales (Annexe 5).

3. RESULTATS

3.1. Diversité floristique et diversité des milieux

3.1.1. Diversité floristique

La liste floristique globale de la zone d'étude comporte 226 espèces réparties en 166 genres et représentant 58 familles. Le tableau 10 fournit la liste systématique des espèces inventoriées avec leurs types biologiques, biogéographiques et leur présence dans chaque transect. La figure 22 montre des clichés pris lors de l'échantillonnage de quelques espèces recensées autour du lac Fetzara

3.1.2. Répartition systématique

La répartition systématique des familles (Fig. 21) montre que les *Fabaceae*, *Asteraceae* et *Poaceae* sont les familles les mieux représentées, totalisant 39,82% de la flore recensée. Les *Fabaceae* présentent le plus grand nombre d'espèces (35) et constitue 15,49 % des plantes identifiées, suivent les *Asteraceae* et les *Poaceae* avec respectivement 34 (15,04 %) et 21 (9,29 %) espèces. À côté d'elles, les *Apiaceae* (14 espèces, 6,19 %), les *Caryophyllaceae* (8 espèces, 3,54 %) et les *Plantaginaceae* (8 espèces, 3,54 %) sont assez bien représentées. Le reste des familles sont le plus souvent monospécifique ou bien bispécifique.

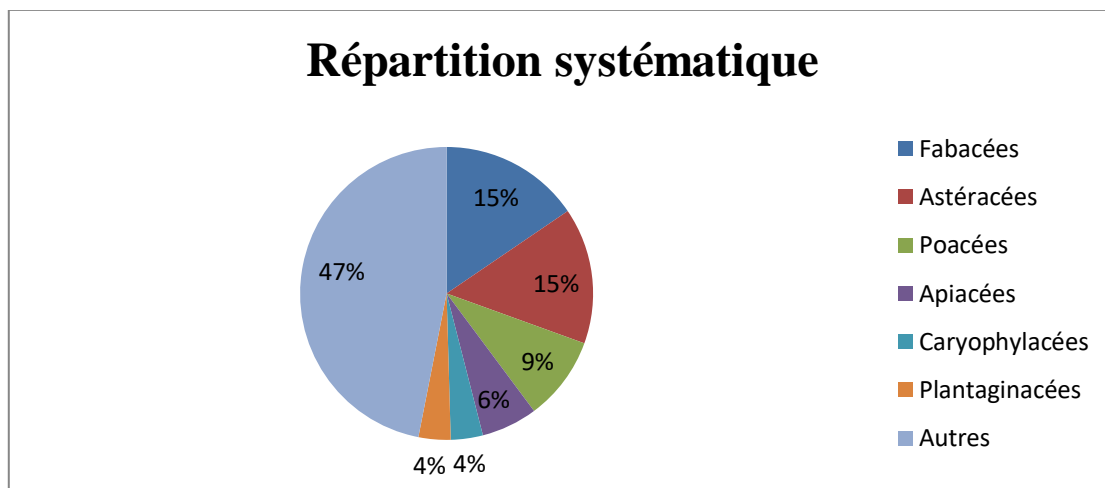


Figure 21 : Répartition systématique des familles autour du lac Fetzara

Tableau 10 : Liste systématique des espèces inventoriées dans la zone du lac Fetzara (Nord-est de l'Algérie) avec leurs types biologiques, biogéographiques et la présence dans chaque transect.

| Code | Taxon | Famille | Type biogéo | Type biol | N | N | N | N | N | S6 | S7 | S8 | S9 | S | E | E | E | E | E | W | W | W | W | W |
|------|--|------------------|-----------------|-----------|---|---|---|---|---|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|---|---|---|---|
| | | | | | 1 | 2 | 3 | 4 | 5 | 10 | 11 | 12 | 13 | 14 | 15 | 16 | 17 | 18 | 19 | 20 | | | | |
| x1 | <i>Acacia karroo</i> Hayne | Fabaceae | Intr | Ph | | | | | | x | | | | | | | | | | | x | | | |
| x2 | <i>Aegilops triuncialis</i> L. | Poaceae | Eury-méd | Th | x | | x | | | x | x | | | | | | | | | x | x | | | |
| x3 | <i>Alisma plantago-aquatica</i> L. | Alismataceae | Paléotemp | Hém | | | | x | x | | | | | x | | x | | | | | | | x | |
| x4 | <i>Ammi majus</i> L. | Apiaceae | Méd | Th | | x | | | | x | x | x | | | | | x | | | | x | x | | x |
| x5 | <i>Ammi visnaga</i> (L.) Lam. | Apiaceae | Méd | Th | | | x | | | x | x | x | x | | | | x | | | | x | | | x |
| x6 | <i>Anacyclus clavatus</i> (Desf.) Pers. | Asteraceae | Med | Th | x | x | x | x | x | x | x | x | | | x | | x | x | | x | x | x | | |
| x7 | <i>Anogramma leptophylla</i> (L.) Link | Pteridaceae | Subcosm | Th | | | | | | | x | | | | | | | | | | | | | |
| x8 | <i>Arisarum vulgare</i> Targ.-Tozz | Araceae | Méd | Géo | | | x | | | x | | | | | | | | | | x | | | | |
| x9 | <i>Arum italicum</i> Mill. | Araceae | Eury-méd | Géo | | | | | | x | | x | x | | | | | | | | | | | |
| x10 | <i>Arundo donax</i> L. | Poaceae | Subcosm | Géo | | | | | | | | | | x | | | | | | | | | | |
| x11 | <i>Asphodelus ramosus</i> L. subsp. <i>ramosus</i> | Xanthorrhoeaceae | Méd | Géo | | | | | | x | x | x | | | | | | | | | | | | |
| x12 | <i>Astragalus sesameus</i> L. | Fabaceae | Méd | Th | x | | | | | x | x | x | | | x | x | x | | | | | | | |
| x13 | <i>Avena sterilis</i> L. | Poaceae | Subcosm | Th | x | x | x | x | | x | x | x | x | x | x | x | x | | x | x | | | | x |
| x14 | <i>Baldellia ranunculoides</i> (L.) Parl. | Alismataceae | Méd-atl | Hém | | | | x | x | | | | x | x | | | | x | x | | | | x | |
| x15 | <i>Barnardia numidica</i> (Poir.) Speta | Poaceae | End Alg-Tun-Lib | Géo | x | | | | | | x | | | | | | | | | | | | | |
| x16 | <i>Bartsia trixago</i> L. | Orobanchaceae | Méd | Th | x | | x | x | | x | x | x | x | | x | x | | | | x | x | | x | x |

| | Poir. | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
|-----|--|------------------|-----------------|-----|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|--|--|--|--|--|--|--|---|---|---|---|---|---|
| x34 | <i>Carlina lanata</i> L. | Asteraceae | Méd | Th | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | x | | | | | |
| x35 | <i>Centaurea calcitrapa</i> L. | Asteraceae | Eury-méd | Hém | | | | | | x | | x | x | | | | | | | | | | | | | x | x | | | |
| x36 | <i>Centaurea napifolia</i> L. | Asteraceae | Méd | Th | x | | | | | x | | x | | | x | | x | | | | | | | | x | x | | | | |
| x37 | <i>Centaureum erythraea</i> Rafn | Gentianaceae | Méd | Th | x | | x | | | x | x | x | x | | | | | | | | | | | | x | | | | | |
| x38 | <i>Cerastium glomeratum</i> Thuill. | Caryophyllaceae | Cosm | Th | | | x | x | | x | x | x | x | | x | | | | | | | | | | x | x | | | | |
| x39 | <i>Ceratophyllum demersum</i> L. | Ceratophyllaceae | Subcosm | Hyd | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | x | | | | |
| x40 | <i>Chamaemelum fuscatum</i> (Brot.) Vasc. | Asteraceae | Méd | Th | x | x | | | | x | x | x | | | x | x | | | | | | | | | x | | | | | |
| x41 | <i>Cichorium intybus</i> L. | Asteraceae | Eury-méd | Hém | x | x | x | x | | x | | x | x | x | x | x | | | | | | | | | x | x | x | x | x | |
| x42 | <i>Cladanthus mixtus</i> (L.) Chevall. | Asteraceae | Méd | Th | x | | x | | | | x | x | x | | x | | | | | | | | | | x | x | | x | x | |
| x43 | <i>Cladium mariscus</i> (L.) Pohl | Apiaceae | Subcosm | Hém | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| x44 | <i>Clematis cirrhosa</i> L. | Ranunculaceae | Méd | Ph | | | | | | x | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| x45 | <i>Convolvulus arvensis</i> L. | Convolvulaceae | Subcosm | Géo | x | x | x | | | x | x | x | x | | x | x | | | | | | | | | x | x | | | x | |
| x46 | <i>Convolvulus durandoi</i> Pomel | Convolvulaceae | End Alg-Tun | Géo | x | | | | | x | | x | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| x47 | <i>Coronilla juncea</i> L. subsp. <i>juncea</i> | Fabaceae | Méd | Ch | x | | | | | x | | x | | | x | x | | | | | | | | | | | | | | |
| x48 | <i>Cotula coronopifolia</i> L. | Asteraceae | Subcosm | Th | | | | | x | x | | | x | x | | x | | | | | | | | | | | x | x | x | |
| x49 | <i>Crepis vesicaria</i> L. subsp. <i>vesicaria</i> | Asteraceae | Eury-méd | Hém | x | | x | x | | x | x | x | | | | | | | | | | | | | | x | | | x | |
| x50 | <i>Cyclamen africanum</i> Boiss. & Reut. | Primulaceae | End Alg-Tun-Mar | Géo | | | | | | x | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| x51 | <i>Cynodon dactylon</i> (L.) Pers. | Poaceae | Cosm | Géo | x | x | x | x | x | x | x | x | x | x | x | x | | | | | | | | | | x | x | | x | x |

| | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
|-----|--|---------------|------------------|-----|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|--|
| x69 | <i>Eryngium pusillum</i> L. | Apiaceae | Méd | Hém | | | | | x | | | | | x | | | x | x | | | | x | x | |
| x70 | <i>Euphorbia helioscopia</i> L. subsp. <i>helioscopia</i> | Euphorbiaceae | Subcosm | Th | x | x | x | | x | x | x | | | x | x | | x | | | x | x | | | |
| x71 | <i>Euphorbia terracina</i> L. | Euphorbiaceae | Méd | Ch | | x | | x | | x | | | | x | x | | | | | x | x | | | |
| x72 | <i>Filago asterisciflora</i> (Lam.) Sweet | Asteraceae | Méd | Th | x | | x | | | | x | | | | | x | | | | x | | | | |
| x73 | <i>Galactites mutabilis</i> Durieu | Asteraceae | End Alg-Tun | Th | x | | | x | | x | x | x | | | x | | | | | | x | | | |
| x74 | <i>Galactites tomentosus</i> Moench | Asteraceae | Méd | Th | | | | | x | x | x | x | | | | x | | x | | | | | | |
| x75 | <i>Galium verrucosum</i> Huds. | Rubiaceae | Méd | Th | | x | | | | x | | x | | | x | x | x | x | | | | x | x | |
| x76 | <i>Genista ferox</i> (Poir.) Dum. Cours. subsp. <i>ferox</i> | Fabaceae | End Alg-Tun-Sard | Ph | x | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| x77 | <i>Genista numidica</i> Spach. subsp. <i>numidica</i> | Fabaceae | End Alg | Ph | x | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| x78 | <i>Geranium dissectum</i> L. | Geraniaceae | Paléotemp | Th | | | | | x | | x | | | x | x | x | | | | | | | | |
| x79 | <i>Geranium lucidum</i> L. | Geraniaceae | Méd-atl | Th | | | | | x | x | | | x | x | | x | | | | x | x | | | |
| x80 | <i>Geranium purpureum</i> Vill. | Geraniaceae | Eury-méd | Th | | x | x | | | x | x | x | | | | x | | | | | | x | | |
| x81 | <i>Glebionis segetum</i> (L.) Fourr. | Asteraceae | Eury-méd | Th | x | x | x | x | | | x | x | x | | x | x | | x | | | | | | |
| x82 | <i>Hedysarum coronarium</i> L. | Fabaceae | Méd | Hém | x | | x | | | x | x | | | | | | | | | | | | | |
| x83 | <i>Heliotropium europaeum</i> L. | Boraginaceae | Méd | Th | | x | | | | | | x | | | | | | | | | | | | |
| x84 | <i>Helminthotheca echioides</i> (L.) Holub | Asteraceae | Eury-méd | Hém | x | | | | | x | x | x | | | x | x | | | x | | | | x | |
| x85 | <i>Helosciadium crassipes</i> W.D.J. Koch | Apiaceae | Méd | Hyd | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| x86 | <i>Helosciadium</i> | Apiaceae | Paléotemp | Hyd | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |

| | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
|-------------|---|-----------------|---------------------|-----|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| | <i>nodiflorum</i> (L.) W.D.J. Koch | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| x87 | <i>Hordeum murinum</i> subsp. <i>leporinum</i> (Link) Arcang. | Poaceae | Paléotemp | Th | x | x | x | x | x | x | x | x | x | x | x | x | | | x | x | x | |
| x88 | <i>Hyacinthoides</i> <i>lingulata</i> (Poir.) Rothm. | Asparagaceae | End Alg- Tun-Mar | Géo | x | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| x89 | <i>Hyoseris radiata</i> L. | Asteraceae | Méd | Hém | x | | x | | | x | x | x | | | | | | | x | | | |
| x90 | <i>Hypochaeris</i> <i>achyrophorus</i> L. | Asteraceae | Méd | Th | | x | | | | x | x | x | | | x | | | | | | | |
| x91 | <i>Illecebrum</i> <i>verticillatum</i> L. | Caryophyllaceae | Eury-méd | Th | | | | | | | | x | | | | | | | | | | |
| x92 | <i>Isolepis cernua</i> (Vahl) Roem. & Schult. | Cyperaceae | Cosm | Th | | | | x | | | | | x | | | | | | | x | | |
| x93 | <i>Isoetes histrix</i> Durieu ex Bory | Isoetaceae | Méd- atl | Hém | | | | | x | | | | | | | x | | x | x | | x | x |
| x94 | <i>Juncus acutus</i> L. | Juncaceae | Méd | Hém | x | | | | x | | | | x | | | x | x | | | | | x |
| x95 | <i>Juncus bufonius</i> L. subsp. <i>bufonius</i> | Juncaceae | Cosm | Th | x | | | x | | | | | x | | | | | | | | x | x |
| x96 | <i>Juncus pygmaeus</i> Rich. | Juncaceae | Paléotemp | Th | | | | | | | | | x | | | | | | | | | |
| x97 | <i>Juncus heterophyllus</i> Dufour | Juncaceae | Méd | Hyd | x | | | | | | | x | x | | | | | | | | | |
| x98 | <i>Juncus tenageia</i> L.f. subsp. <i>tenageia</i> | Juncaceae | Paléotemp | Th | x | | | x | x | | | | x | | x | x | x | | | | | x |
| x99 | <i>Kickxia commutata</i> (Bernh. ex Rchb.) Fritsch | Plantaginaceae | Méd | Th | x | | | | | | x | x | x | | x | x | | | x | | | |
| x100 | <i>Kundmannia sicula</i> (L.) DC. | Apiaceae | Méd | Hém | | | | | | | x | x | | | | | | | | | | |
| x101 | <i>Lagurus ovatus</i> L. | Poaceae | Méd-atl | Th | x | x | x | x | | x | x | x | | | | x | | | x | | | |
| x102 | <i>Lathyrus clymenum</i> L. | Fabaceae | Méd | Th | | | | | | x | | x | x | | | | | | | | | |
| x103 | <i>Lemna minor</i> L. | Lemnaceae | Subcosm | Hyd | | | | | | | | | x | | | | | | | | | |

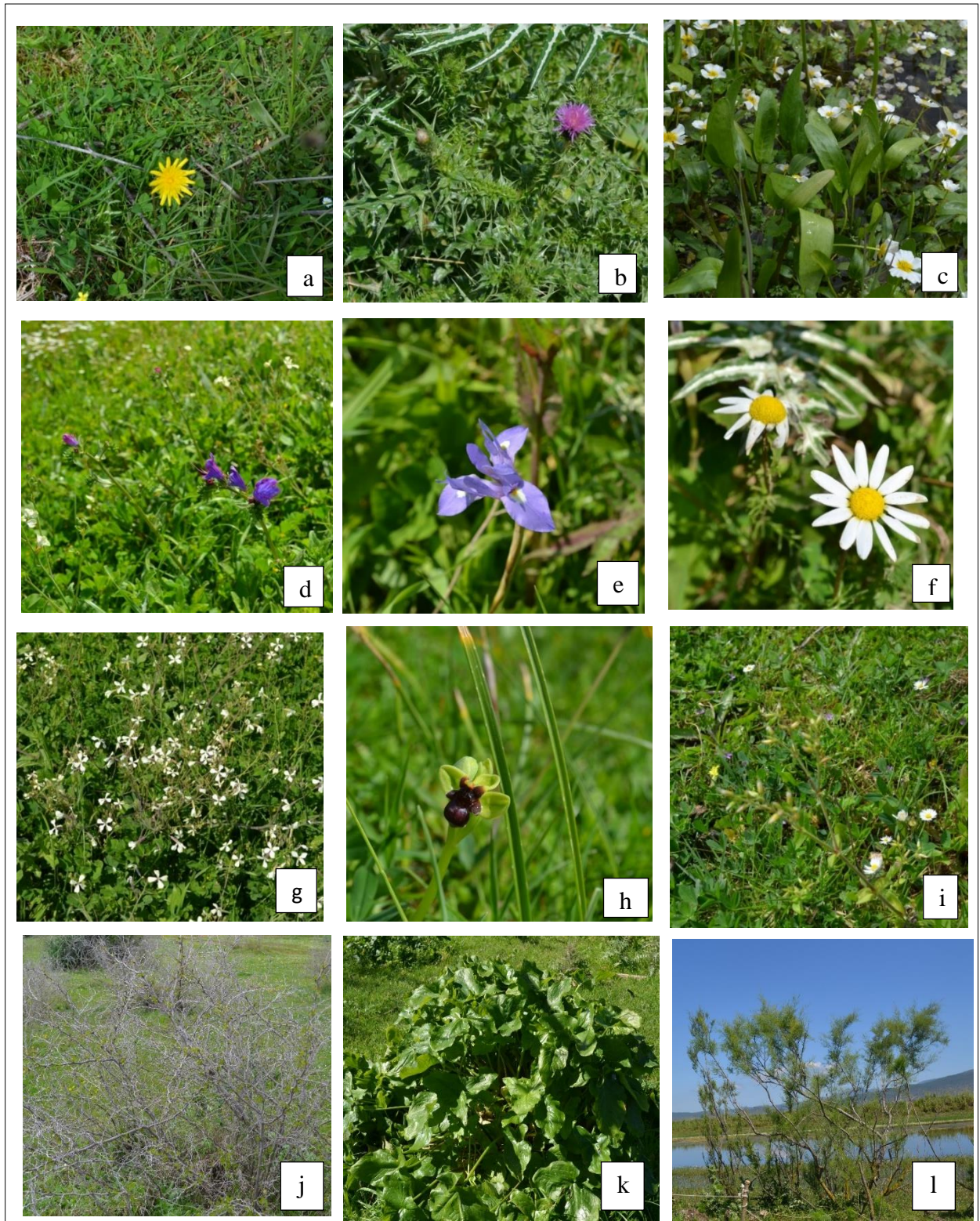


Figure 22 : Photos de quelques espèces du lac Fetzara : **a-** *Hyoseris radiata* L., **b-** *Carduus numidicus* Durieu, **c-** *Potamogeton nodosus* Poir., **d-** *Echium plantagineum* L., **e-** *Moraea sisyrinchium* (L.) Ker Gawl., **f-** *Cladanthus mixtus* (L.) Chevall., **g-** *Raphanus raphanistrum* L., **h-** *Ophrys bombyliflora* Link, **i-** *Cerastium glomeratum* Thuill., **j-** *Ziziphus lotus* (L.) Lam., **k-** *Arum italicum* Mill., **l-** *Tamarix gallica* L.

3.1.3. Types de milieux et végétation correspondante

Trois types de milieux ont été définis sur des critères physiologiques liés à la profondeur de l'eau et au type de végétation (Fig. 23) :

-**lac semi-permanent**, correspondant à un plan d'eau ne s'asséchant pas totalement en période estivale. Les espèces caractéristiques sont *Ranunculus aquatilis* L., *Alisma plantago-aquatica* L., *Cotula coronopifolia* L., *Rumex crispus* L., *Myriophyllum alterniflorum* DC., *Schoenoplectus lacustris* (L.) Palla, *Lythrum junceum* Banks & Sol., *Sarcocornia fruticosa* (L.) A. J. Scott et *Juncus bufonius* L. subsp. *bufonius*.

- **les prairies amphibies**, correspondant à des plans d'eau peu profonds, entièrement couverts par une végétation héliophytique caractérisée par une alternance de phases sèches et inondées au cours du cycle annuel. La durée de la phase inondée est généralement supérieure à celle de la phase sèche. Nous distinguons des prairies à *Ranunculus aquatilis* L., à *Callitriche obtusangula* Le Gall et à *Alisma plantago-aquatica* L.

- **les pelouses sèches** développées en bordure de lac et de prairies amphibies et caractérisées par une végétation à dominance d'espèces thérophytiques (*Bellis annua* L. subsp. *annua*, *Ammi majus* L., *Daucus carota* subsp. *maximus* (Desf.) Ball, *Euphorbia helioscopia* L. subsp. *helioscopia*, *Medicago murex* Willd. et *Melilotus indicus* (L.) All.).

3.1.4. Diversité floristique en fonction des quatre sites d'étude

Les parties Sud et Nord autour du lac détiennent le plus grand nombre d'espèces recensées avec respectivement 193 et 207 espèces mais aussi les plus hauts taux de recouvrement par la végétation. Contrairement aux parties Est (140 espèces recensées) et Ouest (123 espèces recensées) où un manque d'abondance a été remarqué avec parallèlement une forte activité de pâturage et de forts taux de salinité.

Le nombre de taxons groupés dans chaque relevé peut aller de 30 à 121. Les zones inondées se distinguent par une végétation très pauvre organisée autour des halophytes et des héliophytes (*Sarcocornia fruticosa* (L.) A. J. Scott, *Juncus acutus* L., *Cotula coronopifolia* L., *Cyperus rotundus* L. subsp. *rotundus*, *Spergula arvensis* L. et *Juncus tenageia* L. f. subsp. *tenageia*). Les zones sèches se caractérisent par une végétation abondante principalement composée de plantes annuelles ou vivaces capables de résistance à la salinité et à la sécheresse. Les arbres tels que *Acacia karroo* Hayne ou bien *Olea europaea* L. et les arbustes tels que *Clematis cirrhosa* L. ou *Rubus ulmifolius* Schott sont peu nombreux et dispersés représentés par quelques pieds à l'extrême périphérie du lac.



Photo d'une pelouse à *Juncus acutus* L.



Photo d'une pelouse à *Hyoseris radiata* L.



Photo d'une mare à *Callitriche obtusangula*



Photo d'une mare à *Ranunculus aquatilis* L.



Photo du lac semi-permanent



Photo du lac semi-permanent

Figure 23 : Photos des différents types de milieux observés dans zone du lac Fetzara (clichés Fetnaci I. & Hamel T. 2015)

3.1.5. Types biologiques

Les types biologiques illustrés par la figure 24 montrent que les thérophytes (annuelles) dominent la liste floristique avec 102 espèces (45,13% de l'effectif total), viennent ensuite les hémicryptophytes (60 taxons), les géophytes (27 taxons), les phanérophytes (16 taxons), les hydrophytes (13 taxons), les chamaephytes (4 taxons) et puis enfin les hélrophytes (4 taxons). La composition floristique a de plus permis de distinguer des groupements végétaux aquatiques et amphibies :

- les hydrophytes représentées par: *Juncus heterophyllus* Dufour, *Myriophyllum alternifolium* DC. et l'espèce la plus abondante *Callitriche obtusangula* Le Gall.
- les amphiphytes sont largement représentées avec par exemple *Cyperus longus* L.; *Phragmites australis* (Cav.) Trin. et *Typha domingensis* Pers., ce dernier macrophyte est le plus abondant, il a été observé sur les deux rives du lac aussi bien en milieu exondé qu'en milieu inondé.
- les hygrophytes sont représentées par *Tamarix gallica* L., *Lythrum junceum* Banks & Sol. et *Mentha pulegium* L.

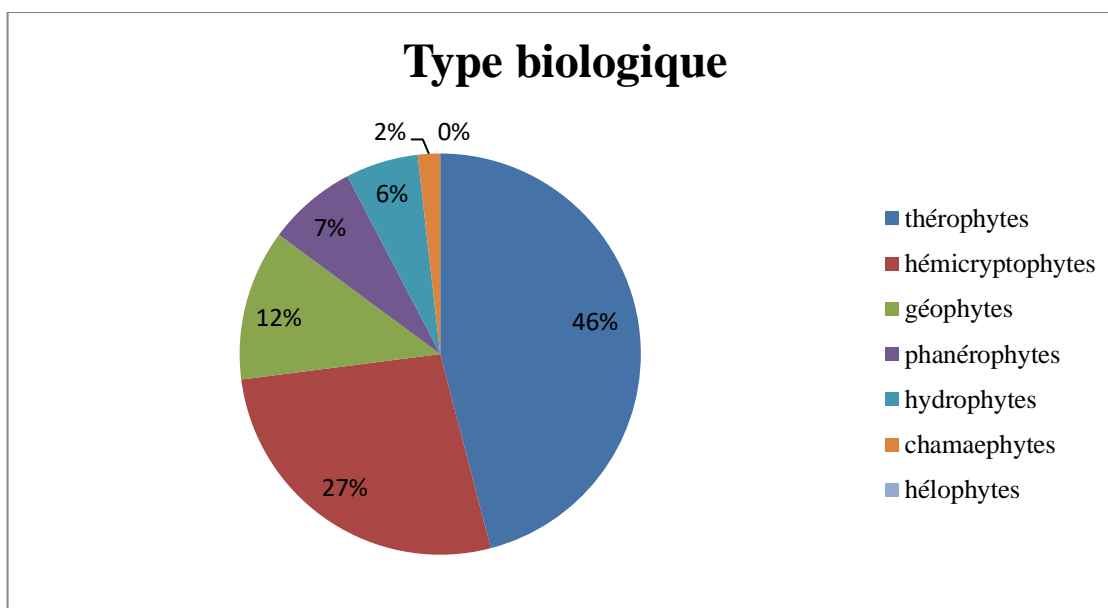


Figure 24 : Répartition des types biologiques autour du lac Fetzara

3.1.6. Types biogéographiques

Les espèces recensées (Fig. 25) appartiennent à plusieurs ensembles chorologiques :

- **Ensemble méditerranéen** : cet ensemble domine avec 128 espèces, soit 56,64 % de la flore répertoriée, dont 90 pour l'élément de liaison méditerranéen (*sensu stricto*), 26 pour l'élément de liaison eury-méditerranéen et 12 pour l'élément de liaison méditerranéen atlantique. Dans

cet ensemble, les familles les plus riches sont celles qui sont le mieux représentées dans la flore étudiée. La famille des *Fabaceae* compte 21 taxons, celles des *Asteraceae* 25 taxons, les *Poaceae* (8 taxons) et les *Apiaceae* (8 taxons). D'autres familles possèdent 4 voire 1 taxon.

- **Ensemble de large répartition** : cet ensemble regroupe 38 espèces, soit 16,81% de la flore du lac Fetzara. Il est présenté par 35 taxons cosmopolites (inclues les subcosmopolites) répartis en 25 familles et trois taxons d'origine tropicale (*Equisetum ramosissimum* Desf. et *Cyperus rotundus* L. subsp. *rotundus* et *Panicum repens* L.).

- **Ensemble nordique** : ces espèces représentent 15,04 % de la flore étudiée (34 taxons). L'élément paléotempéré est représenté par 24 taxons, suivi par l'élément eurasiatique avec 5 taxons. L'élément holarctique par 4 taxons, l'élément eurosibérien n'est représenté que par un seul taxon.

- **Ensemble d'espèces introduites** : cet ensemble est représenté par 7 espèces dont 3 sont cultivées : *Opuntia maxima* Mill., *Triticum durum* Desf. et *Vicia faba* L.

- **Ensemble endémique** : 19 espèces représentent cet ensemble soit 8,41 % de la flore inventoriée. Une part non négligeable qui apporte de l'intérêt à notre étude, d'autant plus avec la présence de deux endémiques algériennes (*Genista numidica* Spach subsp. *numidica* et *Carduus numidicus* Durieu). Sur les 166 genres présents, dix-sept d'entre eux possèdent des taxa endémiques. Les genres *Genista* et *Scrophularia* sont les seuls à être représentés par 2 taxons. Les pourcentages d'endémiques se répartissent particulièrement parmi les familles *Asteraceae*, *Apiaceae* et *Fabaceae*.

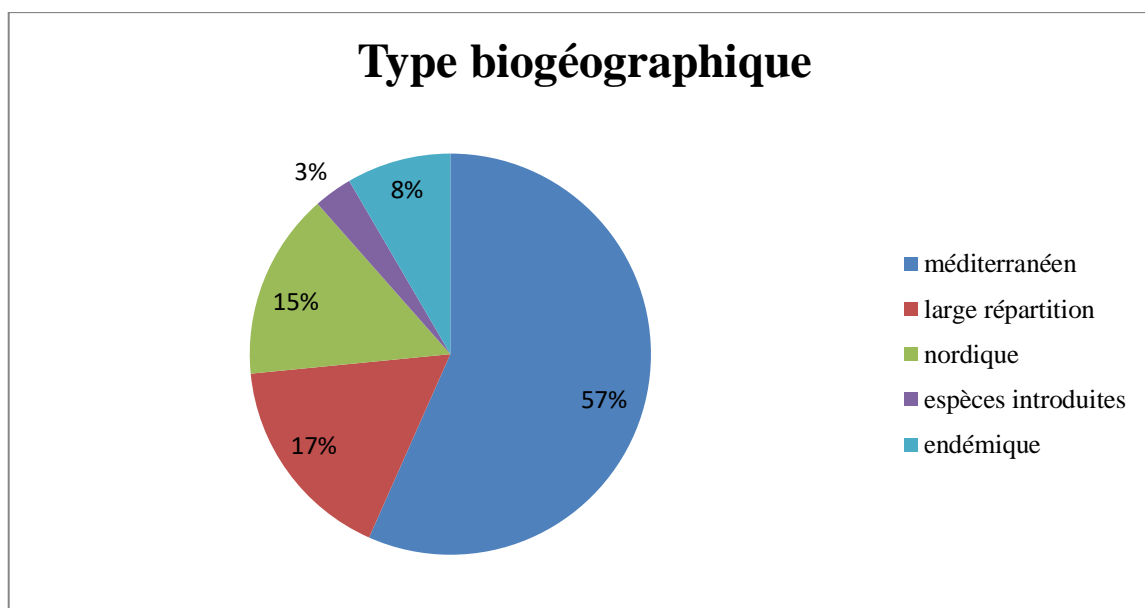


Figure 25 : Répartition des types biogéographiques autour du lac Fetzara

3.1.7. Rareté et endémisme

La flore rare de la région d'étude compte dix-neuf espèces (*sensu* Quézel & Santa 1962-1963), parmi lesquelles, 4 figurent sur la liste rouge de l'Union Internationale pour la Conservation de la Nature (UICN) avec des différents statuts : Quasi menacée pour *Bellis prostrata* Pomel, *Convolvulus durandoi* Pomel, *Juncus heterophyllus* Dufour et *Scrophularia tenuipes* Coss. & Durieu. En outre, quatre espèces sont protégées selon la législation algérienne (Décret exécutif « DE » n°12/03 du 4 janvier 2012 fixant la liste des espèces végétales non cultivées protégées qui en comporte 449): *Bellis prostrata* Pomel, *Convolvulus durandoi* Pomel, *Ludwigia palustris* (L.) Elliott et *Scrophularia tenuipes* Cosson & Durieu (Tableau 11).

Les espèces rares n'ont pas toujours la même valeur patrimoniale. Certaines d'entre elles sont à la fois endémiques et rares, comme (*Convolvulus durandoi* et *Scrophularia tenuipes*).

En ce qui concerne les catégories d'endémisme, on note le taux remarquable de rareté des espèces endémiques algéro-tunisiennes (50%).

Nos résultats révèlent que les milieux les plus vastes (lac) sont les plus pauvres en espèces rares et endémiques et que les prairies amphibies renferment le plus grand nombre de taxons rares (11 espèces), les pelouses sèches se distinguent par une diversité dans l'endémisme (17 taxons).

Tableau 11. Les plantes à valeur patrimoniale.

| Taxon (Dobignard & Chatelain 2010-2013) | Rareté (<i>sensu</i> Q.S. 1962-63) | Endémisme | JORA (2012) | UICN (2019) | Site |
|---|-------------------------------------|-----------|-------------|-------------|-------|
| <i>Bellis prostrata</i> Pomel | RR | | P | NT | PA |
| <i>Carduus numidicus</i> Durieu | R | Alg | | | PS |
| <i>Cladium mariscus</i> (L.) Pohl | RR | | | | L |
| <i>Convolvulus durandoi</i> Pomel | R | Alg-Tun | P | NT | PS |
| <i>Daucus virgatus</i> (Poir.) Maire | R | Alg-Tun | | | PS |
| <i>Eleocharis uniglumis</i> (Link.) Schult. | R | | | | PA |
| <i>Eryngium pusillum</i> L. | R | | | | PA |
| <i>Galactites mutabilis</i> Durieu | AR | Alg-Tun | | | PS |
| <i>Helosciadium crassipes</i> W.D.J. Koch. | RR | | | | PA |
| <i>Illecebrum verticillatum</i> L. | RR | | | | PA |
| <i>Juncus heterophyllus</i> L. M. Dufour | R | | | NT | PA, L |
| <i>Linum numidicum</i> Murbeck | R | Alg-Tun | | | PS |
| <i>Ludwigia palustris</i> (L.) Elliott | RR | | P | | L |
| <i>Myriophyllum alterniflorum</i> DC. | R | | | | L |

| | | | | | |
|---|----|-----------------|---|----|-----------|
| <i>Potamogeton trichoides</i> Cham. & Schltld. | AR | | | | L, PA |
| <i>Rumex crispus</i> L. | R | | | | PA |
| <i>Salsola soda</i> L. | RR | | | | PS, PA |
| <i>Scrophularia laevigata</i> Vahl subsp. <i>laevigata</i> | R | Alg-Tun- Mar | | | PA |
| <i>Scrophularia tenuipes</i> Cosson & Durieu | R | Alg-Tun- Mar | P | NT | PA |

(**Endém** : endémisme; **AR**: assez rare; **R**: rare; **RR**: très rare; **NT**: quasi menacée; **P**: protégé, **L**: lac semi-permanent, **PA**: prairies amphibies, **PS**: pelouse sèche).

3.2. Caractéristiques édaphiques

Les résultats des caractéristiques physico-chimiques des différents prélèvements de sols sont présentés dans le tableau 12.

3.2.1. Analyse granulométrique

Les résultats obtenus par l'analyse granulométrique montrent une importante teneur en argile (51,55 à 76,05%) et une moyenne du total des différentes fractions granulométriques de 62,77% ce qui confère aux sols des sites une texture argileuse. Ce sont donc des sols lourds et compacts qui laissent difficilement passer l'eau mais sont des sols très riches en minéraux.

3.2.2. Le pH

Le pH oscille entre 7,81 et 8,37, il est donc légèrement alcalin à alcalin dans l'ensemble des stations étudiées. Nous notons qu'à mesure que l'on se dirige vers le centre du lac le pH du sol augmente légèrement.

3.2.3. La conductivité électrique (CE)

La conductivité électrique est en moyenne de 0,58 mS/cm dans le transect 1, de 0,83 mS/cm, dans le transect 2, et atteint 2,72 mS/cm dans le transect 3. Le transect 4 est le plus salé avec une moyenne de 3,96 mS/cm. Ces résultats montrent que la majorité des sols du lac Fetzara sont salés à extrêmement salés. Néanmoins, on remarque ici aussi que la conductivité électrique du sol diminue au fur et à mesure que l'on s'éloigne des bords du lac ou vice-versa, les sols les moins salés sont les stations N1, N2, N3, S6, S7 et S8.

3.2.4. Le calcaire

Le taux de calcaire total reste faible dans l'ensemble des transects Nord et Ouest. Dans les transects Sud et Est les teneurs de calcaire sont élevées. Ils se situent dans une fourchette

allant de 12,13 à 15,42 %. Ces taux élevés sont en relation avec l'écoulement de l'eau d'Oued El Hout du côté de Sud et le canal de drainage de lac du côté Est.

3.2.5. La matière organique

Le taux de matière organique est relativement faible dans la partie inondée de lac par rapport aux pelouses sèches. Cette pauvreté peut s'expliquer par le faible taux de recouvrement par la végétation car nous notons une corrélation entre ce dernier et le taux de matière organique. Les quantités dans l'ensemble des sols varient entre 0,48 et 3,42%, et sont considérées comme pauvres. Les transects Nord et Sud détiennent les quantités les plus élevées.

Tableau 12. Caractéristiques physico-chimiques du sol des stations étudiées.

| Station | pH | C E mS/cm | Granulométrie | | | M O (%) | CaCO ₃ (%) |
|---------|------|--------------|---------------|-------|-------|------------|--------------------------|
| | | | A (%) | L(%) | S(%) | | |
| N1 | 7,81 | 0,19 | 76,05 | 22,91 | 6,14 | 3,15 | 0,67 |
| N2 | 7,85 | 0,29 | 71,12 | 15,45 | 13,43 | 2,24 | 0,71 |
| N3 | 7,88 | 0,37 | 69,75 | 15,32 | 14,93 | 1,92 | 0,77 |
| N4 | 7,88 | 0,74 | 71,85 | 15,10 | 13,05 | 1,74 | 0,89 |
| N5 | 8,13 | 1,27 | 68,77 | 14,12 | 17,11 | 1,22 | 1,48 |
| S6 | 8,12 | 0,16 | 68,94 | 17,13 | 14,05 | 3,42 | 12,13 |
| S7 | 8,17 | 0,22 | 70,42 | 15,22 | 14,36 | 3,27 | 13,42 |
| S8 | 8,17 | 0,48 | 63,45 | 20,12 | 16,43 | 3,22 | 13,72 |
| S9 | 8,22 | 1,22 | 71,12 | 12,13 | 16,75 | 2,87 | 15,15 |
| S10 | 8,25 | 2,11 | 57,88 | 17,31 | 24,81 | 2,55 | 15,32 |
| E11 | 8,37 | 2,57 | 52,17 | 19,51 | 28,32 | 1,49 | 12,22 |
| E12 | 8,15 | 2,42 | 55,42 | 18,19 | 26,39 | 1,24 | 13,24 |
| E13 | 8,15 | 2,53 | 54,12 | 18,77 | 27,11 | 1,22 | 14,25 |
| E14 | 8,12 | 2,77 | 53,74 | 18,54 | 27,72 | 0,77 | 14,74 |
| E15 | 8,24 | 2,84 | 51,55 | 19,41 | 29,04 | 0,61 | 15,42 |
| W16 | 8,14 | 2,27 | 60,17 | 11,71 | 28,12 | 1,51 | 2,15 |
| W17 | 8,12 | 3,55 | 63,03 | 9,66 | 27,31 | 1,22 | 2,27 |
| W18 | 8,29 | 4,12 | 61,71 | 10,15 | 28,14 | 0,81 | 2,21 |
| W19 | 8,33 | 4,48 | 60,45 | 11,89 | 27,66 | 0,73 | 2,21 |
| W20 | 8,27 | 5,15 | 57,58 | 14,11 | 28,31 | 0,48 | 2,47 |

A = Argile; L = Limon ; S = Sable; pH = Potentiel hydrogène; C E = Conductivité électrique; CaCO₃ = Calcaire total; M O = Matière organique.

3.3. Analyse canonique des correspondances flore / environnement

L'analyse canonique des correspondances flore / environnement met en relation les 226 espèces végétales recensées et les variables environnementales. Le plan formé par le premier et le second axe totalise un taux d'inertie de 67,48% (Figure 26). Il met en évidence la répartition des relevés des différentes stations en fonction des variables du milieu et de la physionomie de la végétation.

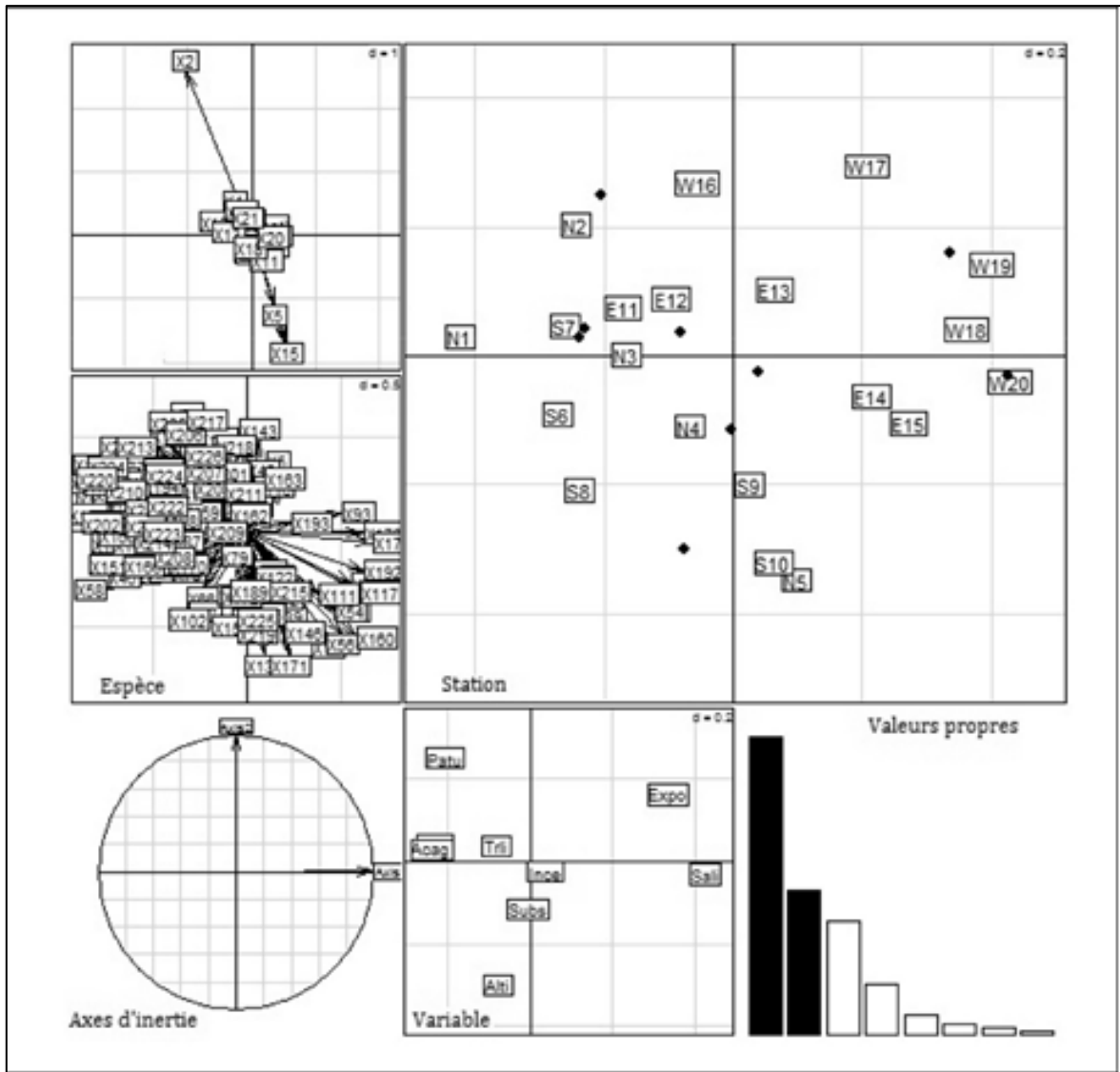


Figure 26 : Carte de l'Analyse Canonique des Correspondances (ACC) 20 stations x 211 espèces x 8 variables environnementales.

(**Expo** = exposition, **Alt** = altitude, **Trli** = taux de recouvrement des ligneuses, **Trhe** = taux de recouvrement des herbacées, **PaIn** = pâturage et incendie, **Acag** = activité agricole, **Sali** = salinité des sols, **Subs** = substrat).

Le long de l'axe 1, les stations s'organisent selon un gradient de salinité, en allant des formations moins salées (côté négatif) vers les formations salées (côté positif).

Les relevés (N1, S6, S7, N3 et E11) qui se regroupent autour de variable taux de recouvrement des herbacées dominés par *Trifolium angustifolium* L., *Veronica cymbalaria* Bodard, *Trifolium scabrum* L., *Aegilops triuncialis* L., *Lagurus ovatus* L., *Daucus carota* subsp. *maximus* (Desf.) Ball, *Chamaemelum fuscatum* (Brot.) Vasc., *Trifolium stellatum* L.). De même, la présence des plantes adventices (*Vicia faba* L., *Triticum durum* Desf. et *Vitis vinifera* L.) sont le témoignage de l'activité agricole sur ces grandes formations.

Dans la partie positive de l'axe 1, les relevés d'Ouest du lac se regroupent autour des variables exposition et salinité. Ils se caractérisent par des halophytes (*Salsola soda* L. et *Sarcocornia fruticosa* (L.) A. J. Scott.). Ces relevés occupent les terrains argilo-sablimoneux et se distinguent aussi par des espèces hélophytes (*Isoetes histrix* Durieu ex Bory, *Spergularia media* (L.) C. Presl, *Spergula arvensis* L., *Lythrum junceum* Banks & Sol., *Ranunculus trilobus* Desf., *Lotus corniculatus* subsp. *preslii* (Ten.) P. Four.).

La variable pâturage est positivement corrélée à l'axe 2 avec un coefficient de corrélation de -0,98, et s'oppose aux variables topographiques substrat (Subs) et altitude (Alti) négativement corrélées à cet axe ($r = -0,47, -0,88$ respectivement).

Les groupes de relevés acquis dans le plan F2 (27,68 %) mettent en évidence une zonation de la végétation qui est tributaire de l'action de différents facteurs primordiaux. Sur la base de la valeur écologique de ces espèces, le second axe indique la submersion du fait que, sur le côté positif, s'ordonnent des espèces caractéristiques des cuvettes et/ou des zones toujours inondées (*Rumex crispus* L., *Veronica anagallis-aquatica* L. subsp. *aquatica*, *Zannichellia palustris* (L.) subsp. *palustris* et *Epilobium tetragonum* L. subsp. *tetragonum*). Cette formation s'installe sur des terrains argilo-limono-sableux.

Alors que, sur l'autre côté, se réunissent des espèces des pelouses sèches (*Paronychia argentea* Lam., *Verbascum sinuatum* L., *Urospermum dalechampii* (L.) F. W. Schmidt, *Trachynia distachya* (L.) Link et *Trifolium resupinatum* L.). Cette formation dégradée forme des parcours de grand nombre des cheptels ovins et caprins. Elle se traduit par la dominance des espèces annuelles héliophiles qui remplacent des espèces pérennes.

3.4. Analyse des Fabacées

3.4.1. Fréquence et dispersion dans les quatre sites autour du lac Fetzara

L'étude de la distribution des espèces de Fabacées spontanées existantes autour du lac Fetzara, sur les quatre sites d'étude, a établi les faits suivants (tableau 10) :

Trente-cinq espèces sont recensées dont quatre seulement sont observées dans plus de 50 % des relevés. *Trifolium repens* L. et *Melilotus indicus* (L.) All. sont les espèces les plus fréquentes (100 % des relevés) suivi de *Trifolium campestre* Schreb. (70 % des relevés) et de *Medicago littoralis* Rohde ex Loisel. (Dans 65 % de relevés). Les deux premières espèces sont bien adaptées à de forts taux de salinité des sols, additionnées aux deux autres ; l'ensemble de ces quatre espèces semble aussi bien adapté à une importante activité de pâturage. Les autres Fabacées comme les astragales, lotiers, scorpirus et tetragonales sont assez fréquentes mais régressent très rapidement lorsque le niveau de salinité des sols augmente.

En termes de richesse des genres en espèces, il a été dénombré, par ordre décroissant : 12 espèces pour le genre *Trifolium*, 4 espèces pour le genre *Medicago* et 3 espèces pour le genre *Lotus*. Les genres *Genista*, *Tetragonolobus* et *Vicia* sont représentés par deux espèces.

Le taux de recouvrement des relevés par les Fabacées a été noté entre 5 et 25 % de la surface totale d'un relevé. Les taux de recouvrement les plus élevés sont observés dans les relevés N1 (21 espèces de Fabacées recensées), S7 (19 espèces), E11 (17 espèces) et E12 (13 espèces) tous situés dans des prairies à la périphérie du lac.

Quelques Fabacées rencontrées autour du lac ont été prises en photo et sont montrées dans la figure 27.



Figure 27 : Photos de quelques Fabacées autour lac Fetzara : **a-** *Hedysarum coronarium* L., **b-** *Trifolium repens* L., **c-** *Trifolium scabrum* L., **d-** *Melilotus indicus* (L.) All., **e-** *Medicago murex* Willd ,**f-***Trifolium resupinatum* L.,**g-***Medicago littoralis* Rohde ex Loisel.,**h-**. *Astragalus sesameus* L.

3.4.2. Analyse numérique

L'analyse canonique des correspondances fabacées / environnement met en relation les 35 espèces végétales recensées et les variables environnementales. Le plan formé par le premier et le second axe totalise un taux d'inertie de 67,63% (Fig. 28).

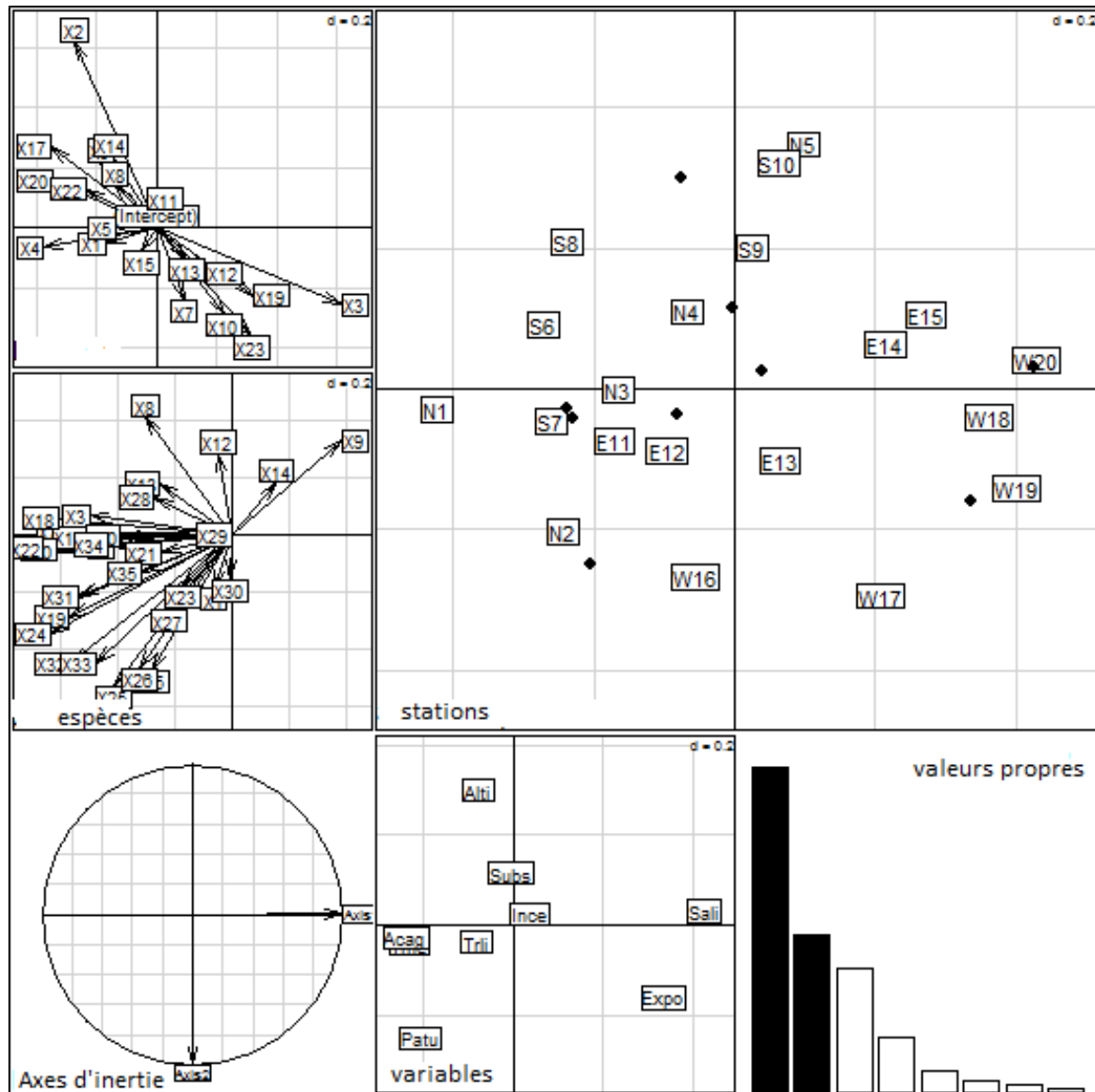


Figure 28 : Carte de l'Analyse Canonique des Correspondances (ACC) 20 stations x 35 espèces x 9 variables environnementales.

(**Expo** = exposition, **Alti** = altitude, **Trli** = taux de recouvrement des ligneuses, **Trhe** = taux de recouvrement des herbacées, **Pa** = pâturage, **In** = incendie, **Acag** = activité agricole, **Sali** = salinité des sols, **Subs** = substrat).

L'axe factoriel 1 (Fig. 28) est la base de dispersion des espèces et des relevés et apparaît comme l'expression d'un gradient de salinité alors que l'axe factoriel 2 attire quelques relevés vers le haut et le bas du graphique et apparaît comme l'expression des différents types de sol allant des sols halomorphes aux sols hydromorphes.

Les stations de relevés suivent le long de l'axe 1 un gradient net lié à un gradient de salinité, en allant des sols les moins salés comme (N1) aux stations dans les sols les plus salés (W18, W19, W20), du côté négatif au côté positif dominés par *Melilotus indicus* (L.) All., *Medicago murex* Willd., *Trifolium repens* L. et *Medicago littoralis* Rohde ex Loisel.

Le pôle négatif de l'axe 1 est manifestement occupé par des espèces arbustives des terrestres (par exemple *Calicotome villosa* (Poir.) Link, *Genista ferox* (Poir.) Dum. et *Genista numidica* Spach. subsp. *numidica* (Fig. 28). Par contre, plus on avance vers le pôle positif plus les relevés sont occupés par des espèces strictement annuelles et résistantes à la salinité essentiellement des trèfles et des médicagos.

Les relevés d'Ouest (W18, W19, W17) se regroupent aussi autour de la variable Exposition dans la partie positive de l'axe 1 et se retrouvent sur des sols halomorphes à texture argileuse occupés par des espèces telles que *Melilotus indicus* ou bien *Medicago murex*.

Dans la partie négative de l'axe 1, les relevés (S7, S6, E11 et E12) se situent sur des sols de type peu évolué et se caractérisent par un fort recouvrement d'espèces herbacées.

Dans l'axe 2, la variable pâturage est positivement corrélée, les stations autour de cette variable se caractérisent par des Fabacées fourragères comme par exemple *Medicago sativa* L., *Trifolium campestre* Schreb. et *Trifolium squarrosum* L. Cette variable s'oppose aux variables topographiques substrat (Subs) et altitude (Alti) négativement corrélées à l'axe 2.

4. DISCUSSION

4.1. Composante biologique

Le spectre des formes de vie dominé par les thérophytes (102 taxons) et les hémicryptophytes (60 taxons) reflète généralement l'influence d'un bioclimat méditerranéen (Medjahdi *et al.*, 2009).

La dominance des thérophytes traduit l'adaptation des communautés à l'imprévisibilité des conditions environnementales (Williams 2006 ; Bradai *et al.*, 2015 ; Megharbi *et al.*, 2016), en favorisant les espèces à cycle court qui investissent plus dans la reproduction sexuée que dans le développement végétatif (Rhazi *et al.*, 2006 ; Chenchouni 2012). Les milieux humides sont en général favorables à la prolifération des hémicryptophytes (Belouahem & de Bélair 2009), Cette richesse peut en outre s'expliquer par l'importance des mycorhizes dans le sol

(Whigham, 2004). De plus ces catégories de plantes ont de faibles exigences écologiques, ils colonisent divers types d'environnements (Gomaa, 2012).

La présence de nombreuses hélophytes et hydrophytes ajoutée aux types biologiques précédents vient souligner le fait d'un caractère commun qui réside dans leur exigence en eau. C'est le facteur qui fournit le milieu ambiant lui-même et qui assure les importants besoins en eau de l'appareil végétatif pour les différentes plantes hygrophiles (Belouahem-Abed *et al.*, 2011 ; Allem *et al.*, 2017).

Bon nombre de chamaephytes sont présents. Le pâturage favorise d'une manière globale ces espèces souvent refusées par le troupeau (Benabadji *et al.*, 2010). De plus, ce sont des espèces bien adaptées à la salinité des sols par rapport aux phanérophytes (Ghezlaoui *et al.*, 2011).

Les géophytes et les phanérophytes sont peu nombreuses, Barbéro et Quézel (1989) signalent qu'elles régressent et disparaissent dans les pelouses.

D'après nos prospections, le lac Fetzara abrite 13 hydrophytes, comprenant de nombreuses espèces peu répandues, rares ou très rares (7 espèces), dont une (*Ludwigia palustris* (L.) Elliott) a été observée pour la première fois dans le cadre de cette étude à Annaba.

Cette végétation héberge des espèces rares à haute valeur patrimoniale (Hamel *et al.*, 2013). Toutefois, en termes de richesse spécifique, les hydrophytes sont moins importantes que les xérophytes. Cependant en termes d'abondance, les hydrophytes dominent assez bien notamment dans la zone centrale du lac.

Selon Simonneau (1952), la superficie des lieux humides (lac et prairies amphibies) est inférieure à ce qu'elle devrait être par rapport la surface totale, ceci est dû à la longue durée de la période sèche qui accélère l'évaporation qui favorise l'extension des xérophytes par rapport aux autres espèces.

4.2. Diversité phytogéographique

L'examen des principaux types chorologiques rencontrés dans la région d'étude confirme la dominance de l'élément méditerranéen (56,64 %), fait souligné par Quézel (2002) pour l'ensemble des pays de l'Afrique du Nord.

Sur les 32 espèces endémiques citées pour la péninsule de l'Edough (Hamel *et al.* 2013), nous retrouvons 8 espèces dans la zone d'étude, soit 25%. Les familles les plus riches en espèces endémiques sont celles qui sont le mieux représentées dans la flore du lac Fetzara. Ces résultats corroborent ceux mentionnés par Le Houérou (1995) qui considère que les *Apiaceae* et les *Asteraceae* sont des familles à forte endémicité au Nord de l'Afrique.

Néanmoins, les endémiques se développant dans la région d'étude sont relativement peu nombreux par rapport à ce qui a été observé dans les mares d'Annaba, 25 taxons (Allem *et al.*, 2017). Si, pour des raisons orographiques, les taxons endémiques sont très peu représentés dans le peuplement végétal numidien (Quézel 1964), les taxons d'origine septentrionale semblent constituer par contre une de ses composantes principales (Quézel 2002; Véla & Benhouhou 2007).

Le taux de rareté des espèces endémiques recensées est remarquable (7 taxons soit 36,84 %). En effet, plus des trois quarts (77,9 %) des taxons endémiques stricts d'Algérie ou sub-endémiques sont des plantes plus ou moins rares en Algérie (Quézel & Santa 1962- 1963), les endémiques plus ou moins communes représentant moins du quart du total (Véla & Benhouhou 2007).

Nos données sur la répartition des plantes rares et endémiques dans la région d'étude montrent que la communauté halophile est la plus pauvre. Ce résultat confirme des données déjà obtenues en Algérie (Megharbi *et al.* 2016), en Tunisie (Ferchichi-Ben Jamaa *et al.*, 2010; Domina & El Mokni 2019) et au Maroc (Rhazi *et al.*, 2001).

4.3. Mosaique de la végétation

La diversité floristique du lac Fetzara est comparable à celle des grandes zones humides emblématiques d'Afrique du Nord, telles que le lac Tonga (Kadid *et al.*, 2007), les mares d'Annaba (Allem *et al.*, 2017), au lac Beni-Bélaïd (Bouldjedri *et al.* 2011) et au complexe de zones humides de Guerbès-Senhadja (Samraoui & de Bélair 1997).

Au total, avec dix-neuf taxons rares au sens large qu'elle abrite, la région d'étude fait partie d'une zone réputée pour la richesse et l'originalité de sa flore rare et endémique (Quézel 2002; de Bélair 2005 ; Belouahem-Abed *et al.*, 2011; Hamel *et al.*, 2013; Allem *et al.*, 2017; Hamel & Boulemtafes 2017).

Une telle valeur conforte la position du territoire phytogéographique la Numidie au sein du point chaud « Kabyliens-Numidie-Kroumirie » (Véla & Benhouhou 2007), où des mesures conservatoires doivent être mises en œuvre pour la protection de ces habitats réputés pour leur fragilité.

Cependant, contrairement à ces sites protégés Ramsar, le lac Fetzara est totalement dégradé et cela est expliqué par l'ignorance des autorités et les organisations environnementales. Bien que très perturbé, ce lac affiche toujours une structure zonale singulière pour un environnement de cette taille. Chacune de ses trois ceintures concentriques à des

communautés végétales distinctes : pelouses sèches, prairies amphibies et communautés immergées.

Cette organisation spatiale de la végétation du lac révèle clairement un gradient hydrologique lié à la topographie, qui influence la durée de submersion et la granulométrie des sédiments (granulométrie décroissante de la périphérie vers le centre (Megharbi *et al.*, 2016). Toutefois, les résultats obtenus traduisent l'influence du pâturage. Ce facteur apparaît notamment réduire l'hétérogénéité biocoenotique des ceintures externes, probablement par le tassement et l'homogénéisation du substrat, et augmenter celle des ceintures centrales, par réduction de la compétition. Il contribue en effet à limiter le développement des héliophytes, et notamment des espèces vivaces rhizomateuses très compétitives (Ferchichi Ben Jamaa *et al.*, 2014).

Nos données suggèrent ces effets en montrant que les pelouses sèches présentent significativement plus d'espèces annuelles que les autres types d'habitats. La moindre concurrence induite par les herbivores domestiques pourrait constituer un outil de gestion et de conservation de la biodiversité, de manière à maintenir des zones ouvertes favorables aux communautés thérophytiques patrimoniales des zones humides (Gordon *et al.*, 1990). La présente étude montre qu'au lac Fetzara, les champs pâturés semblent contenir beaucoup plus d'espèces que les marais temporaires et les cultures inondées et confirme les conclusions de Bouldjedri *et al.*, (2011) et de Allem *et al.*, (2017).

Les résultats des analyses pédologiques révèlent les interférences de plusieurs paramètres que ce soit le degré de l'holomorphie et de l'hydromorphie. La basse altitude de la région d'étude est bien corrélée avec le taux de salinité. Cette salinité exerce une certaine influence sur le développement de la végétation (Djebaili 1978).

En revanche, les stations inondées sont les plus pauvres en espèces. Ces espèces dépendent de l'interaction des propriétés du sol (Conductivité électrique, calcaire total et matière organique). Dans leur étude sur les marais du Maryland, Darmody et Foss (1979) ont constaté qu'une augmentation de la teneur en sel réduirait la richesse floristique.

L'ACC sépare la végétation halophile installée sur un sol argilo-sablo-limoneux aux autres végétations, installées sur un sol argilo-limono-sableux. Les niveaux les plus élevés de la salinité du sol ont été observés dans les zones occupées par *Sarcocornia fruticosa* (L.) A. J. Scott. et *Salsola Soda* L. Ces deux espèces appartenant à un groupe écologiquement hygro-euhalophytique constituent ici deux groupements distincts dans les zones alluviales. Leur distribution suit généralement le taux des alluvions qui dépend de la durée de la période humide et de la profondeur des eaux (Khani *et al.*, 2002).

Cependant, cette approche statistique montre que la salinité des sols est un facteur de répartition des espèces autour du lac Fetzara. Nos résultats correspondent à ce qui a été observé dans les travaux de Pavoine et al., (2011) sur les liens entre les variables environnementales et les communautés végétales à la Mafragh (Nord-est algérien). Néanmoins, le complexe argilo-humique du sol joue un rôle majeur sur la salinité du lac. Il fixe les ions de Na^+ et K^+ , ceci devient suffisant pour inverser l'alcalinité qui devient négative à mesure que les solutions de sols se concentrent, conduisant l'évolution géochimique des sols vers la voie saline. Ce phénomène est assez fréquent en Afrique du Nord (Sitayeb et al., 2008, Ouali et al., 2014, Megharbi et al., 2016).

Le groupement de *Juncus acutus* L., *Ranunculus aquatilis* L. et *Cyperus rotundus* L. subsp. *rotundus* a une large tolérance vis-à-vis de la salinité et une forte vulnérabilité au stress d'inondation. Il s'étend sur les milieux argileux-sableux jusqu'à l'apparition des prairies saumâtres. Cette extension est due au régime des eaux qui est considéré comme le facteur principal influençant le développement de la végétation des zones humides (Zouaidia et al., 2015).

Le groupement à *Juncus bufonius* L. subsp. *bufonius*, *Isoetes histrix* Durieu ex Bory, *Damasonium alisma* subsp. *bourgaei* (Coss.) Maire et *Alisma plantago-aquatica* L. occupe partiellement ou totalement les sols inondés en hiver.

Le groupement de pelouse, qui se trouve sur des substrats en faible hydromorphie et en salinité très faible, occupe la plus grande partie des terrains de lac Fetzara et forme des parcours assez importants pour l'agriculture (Djamai 2007).

4.4. Menaces et conservation

La zone humide du lac Fetzara a subi d'importantes modifications depuis le début du 20^e siècle où c'était le site de nidification et d'hivernage le plus important de l'est du pays. Après des travaux d'assèchement effectués à cette époque, le lac s'est asséché durant de longues années et, de ce fait, a perdu ses qualités de site de nidification le plus important. Néanmoins, ce site garde toujours son importance. Nous n'avons pas de données floristiques de cette époque mais on imagine bien qu'il a eu des modifications du cortège floristique.

Aujourd'hui, les menaces qui pèsent sur la zone humide sont les nombreux effets de l'urbanisation, les rejets urbains de la nouvelle ville « Draa Errich » seront la principale cause de sa dégradation actuelle et future (Mellouk & Aroua 2015).

Les pompages intensifs, associés à la construction de barrages en amont des oueds (Oued El Hout et Oued El Mellah), sont susceptibles de modifier à court terme l'hydrologie de la plaine

alluviale et de la zone humide, d'affecter le transport et le dépôt des alluvions par les cours d'eau, et d'entraîner une salinisation des sols (Djamaï 2007). De tels changements ont été mis en évidence dans la zone humide de la Macta sur l'ouest algérien (Belgherbi 2011 ; Megharbi *et al.*, 2016) où les modifications des conditions environnementales ont entraîné des modifications de la salinité, et par voie de conséquence des cortèges floristiques (Megharbi *et al.*, 2016) et faunistique (Ledant & Van Dijk 1977). L'influence du pâturage est également révélée dans le lac Fetzara (Fig. 29) par l'absence de stratification verticale, la petite taille des plantes, la présence de plages de sol nu et l'abondance, dans les pelouses environnantes, d'*Asphodelus ramosus* L. subsp. *ramosus*, connue pour être indicatrice de surpâturage (Pantis & Mardiris 1992). Ce qui signifie une évolution progressive du pâturage qui conduit selon Bullock *et al.* (2001) à un remplacement des espèces pérennes de haute taille par des annuelles avec des formes de vie variées. La protection du lac Fetzara implique, dans un premier temps, de le préserver de l'influence directe des cultures par la création d'une ceinture boisée (Brian *et al.* 2004). Cette ceinture pourrait également servir de barrière à la pénétration des espèces exotiques potentiellement envahissantes (Houlahan *et al.*, 2006 ; Hamel & Azzouz 2018) et favoriser le maintien de la macrofaune (oiseaux) inféodée aux habitats riverains. Cette mesure de conservation devrait en outre impérativement être accompagnée d'une campagne de sensibilisation des populations locales sur l'intérêt de la conservation des milieux naturels, en vue de leur implication dans la gestion des sites (Allem *et al.*, 2017).



Figure 29 : Photos de l'impact anthropique dans le lac Fetzara ; **a**- surpâturage par un troupeau de moutons; **b**- Des touffes de *Typha* après un incendie

5. CONCLUSION

La présente étude de la diversité écologique de lac Fetzara fait état de la présence de deux cent vingt-six espèces de plantes appartenant à cent soixante-six genres et cinquante-huit familles botaniques et révèle donc une assez une grande richesse floristique dont un nombre important d'espèces thérophytes. Cette zone humide abrite dix-neuf taxons endémiques, lui conférant une importance particulière en termes de conservation de la diversité génétique des espèces considérées. La forte pression anthropozoïque, notamment le pâturage, les incendies et les pompages intensifs de l'eau entraînant la salinisation des sols influencent négativement la flore du lac Fetzara et rend hypothétique son maintien à long terme. Il semble donc nécessaire de préserver ces zones contre le pâturage en l'intégrant par exemple durant certaines périodes de l'année dans certaines zones afin d'y maintenir un régime intermédiaire de perturbation pour rétablir l'équilibre naturel et lutter contre le phénomène de dégradation. Il faut aussi instaurer des mesures de protection de la région d'étude en encadrant les pratiques agricoles autour du lac qui peuvent porter atteinte à certaines espèces et leur habitat.

Chapitre III :
Diversité phénotypique et état
symbiotique des rhizobia
nodulant les Fabacées autour
du lac Fetzara

1. INTRODUCTION

Les légumineuses et leurs symbiotes connaissent un grand intérêt durant les dernières décennies, notamment pour leur capacité d'adaptation aux conditions environnementales extrêmes, telles que la sécheresse, la salinité et les températures élevées. La majeure partie des recherches sur les rhizobiums se sont concentrées sur l'identification et la systématique des symbiotes nodulant les légumineuses des cultures en raison de leur intérêt à améliorer le rendement. Cependant, peu d'études ont pris en compte les bactéries fixatrices d'azote nodulant des espèces de légumineuses sauvages et spontanées, en particulier en Afrique du Nord. Pourtant, les rhizobia symbiotiques des légumineuses à croissance naturelle établissent avec succès des symbioses efficaces dans des conditions environnementales difficiles (Zahran, 2001).

Il semble donc judicieux d'approfondir les recherches et d'enquêter sur les plantes négligées et leurs symbiotes, particulièrement dans des régions ayant une contrainte comme par exemple la salinité, car, il a été démontré que les plantes des milieux confrontées à des stress abiotiques prolongés ont souvent tendance à sélectionner des microbes adaptés y compris des bactéries avec des caractéristiques spéciales pour faire face aux conditions sévères (Asaf *et al.*, 2017; Heulin *et al.*, 2017). Bien que les rhizobiums soient souvent plus tolérants au stress comme la salinité que leurs hôtes légumineux (Niste *et al.*, 2013), une symbiose Rhizobia-Fabacées efficace sous ce genre de stress nécessite la sélection de Rhizobiums tolérants à celui-ci (El boutahiri, N *et al.*, 2010). Il a été observé que l'inoculation par des souches de rhizobia tolérantes au sel augmente la tolérance et la production de plusieurs légumineuses (Wang *et al.*, 2016).

Le lac Fetzara semble être une zone de choix pour ce genre d'études. Les sols de ce lac sont particulièrement affectés par la salinité (Djamai, 2007). L'étude de la diversité des symbiotes fixateurs d'azote des Fabacées spontanées du lac fournira un plus grand aperçu sur ce genre d'interactions sous une contrainte et potentiellement la découverte et la désignation de nouvelles espèces de rhizobiums qui peuvent contribuer à améliorer la productivité et le rendement des légumineuses notamment fourragères en Algérie.

Le présent chapitre est consacré à l'isolement et la caractérisation phénotypique et symbiotique des rhizobia à partir des nodules de trois espèces de légumineuses spontanées poussant autour lac Fetzara. Cette étude permettra la sélection des meilleurs candidats pour des essais futurs en grandeur nature.

2. MATERIELS ET METHODES

2.1. Les sites d'échantillonnage

L'échantillonnage des plants nodulés est effectué sur des points au hasard le long du chaque transect (Nord, Sud, Est et Ouest) tracé précédemment lors de l'étude floristique (chapitre II) autour du lac Fetzara.

2.2. Matériels utilisés

2.2.1. Matériels biologiques et choix des espèces

Au cours des prospections menées lors de l'étude floristique, un intérêt particulier est réservé aux espèces de Fabacées sauvages susceptibles d'être intéressantes pour la problématique de ce chapitre. Et, c'est suite aux résultats de cette étude et sur la base des critères de l'abondance et de l'adaptabilité suivant les différents sites autour du lac Fetzara que sont sélectionnées les Fabacées suivantes : *Medicago littoralis* Rohde ex Loisel., *Melilotus indicus* (L.) All. et *Trifolium repens* L.

Le matériel utilisé dans ce cas s'agit en nodules issues des racines de chaque espèce.

2.2.2. Milieux de culture

Les milieux de culture et leurs compositions sont donnés au fur et à mesure dans la partie des méthodes.

2.2.3 Présentation des espèces sélectionnées

La description et les caractéristiques de ces espèces sont les suivants :

2.2.3.1 *Medicago littoralis* Rohde ex Loisel.

- Morphologie et habitat

C'est une plante annuelle basse à petite, étalée ou prostrée, poilue à tiges souvent pourprées. Les folioles sont cordiformes à ovales, plus larges dans la moitié supérieure du limbe, dentée au sommet, poilues sur les deux faces, stipules lancéolées, à dents pointues. Les fleurs sont jaunes de 5 à 6 mm de long et groupées de 3 à 7. Les gousses de 3 à 6 mm, en cylindre plus au moins aplati, enroulée sur 3 à 6 spirales, généralement vers la droite, épineuse et glabre (Fig. 30). Cette espèce est observée dans les habitats côtiers sablonneux, dunes, terrains rocailloux secs (Quézel & Santa 1962).

En Algérie c'est une espèce très commune sur le littoral, assez commune dans les Hauts Plateaux, l'Atlas Saharien et dans le Sahara septentrional, mais rare dans le Tell (Quézel & Santa 1962 ; Abdelguerfi & Laouar 1999).

- Intérêt

Selon Merabet *et al.* (2006) il a été proposé d'utiliser les médics (*Medicago* annuelles) indigènes tel que *Medicago littoralis* pour régénérer les parcours dégradés des zones arides et

semi-arides en Afrique du Nord. L'idée était d'utiliser, sur le long terme, les mécanismes de dormances des graines de médics pour faire face aux aléas climatiques et à l'irrégularité des pluies en zones arides.

D'autre part, on envisageait l'installation de ces médics pour initier une remontée biologique (fixation d'azote) de zones dénudées et une revégétalisation progressive par accumulation de particules fines et de matière organique en micro-dunettes pouvant accueillir par la suite des graminées et autres plantes pastorales. Cette approche était justifiée par le fait que les médics (*M. truncatula* ssp. *tricycla*, *M. littoralis* et *M. laciniata*) étaient omniprésentes en Afrique du Nord (Masson & Gintzburger 2000).



Figure 30 : Photos de *Medicago littoralis* Rohde ex Loisel. Poussant autour du lac Fetzara (Cliché Fetnaci I & Hamel T. 2015)

2.2.3.2. *Melilotus indicus* (L.) All.

- Morphologie et habitat

Plante herbacée, annuelle, grêle de 10 à 40 cm de haut, à tiges dressées ou ascendantes, à nombreuses petites fleurs jaunes pâles de 2 à 3 mm de long disposées en grappes allongées. Les feuilles ont trois folioles denticulées. Les fruits sont des gousses sphériques de 1,5 à 3 mm, pendantes, nervurées vert noirâtres à maturité. Cette plante contient de la coumarine, qui lui donne une odeur agréable (Fig. 31). Elle est très répandue dans les terrains vagues et cultivés ainsi que les fossés d'irrigation et les endroits sablonneux humides et aux plaines, cette plante

est communément appelée « *Gourt* » ou « *Acheb el Maleuk* » (Quèzel & Santa 1962 ; Arbeille *et al.* 2000).

En Algérie, *Melilotus indicus* est assez commune dans le Tell (Quèzel & Santa 1962 ; Khaznadar *et al.* 2009), cette espèce se rencontre sur les berges des canaux d'irrigation et peut atteindre des densités dépassant les 138 plants/m² (Quèzel & Santa 1962 ; Chaabena & Abdelguerfi 2007).

- Intérêt

Dans certains pays, les espèces de *Melilotus* poussent dans les régions à salinité modérée où les légumineuses fourragères traditionnelles ne peuvent pas être cultivées. *Melilotus indicus* est considérée comme une espèce avec une forte tolérance à la salinité, les températures extrêmes et la sécheresse, elle est caractérisée aussi par un taux de fixation d'azote plus important que les autres légumineuses (Rogers *et al.*, 2008).



Figure 31 : Photos de *Melilotus indicus* (L.) All. Poussant autour du lac Fetzara (Cliché Fetnaci I & Hamel T. 2015)

2.2.3.3. *Trifolium repens* L.

- Morphologie et habitat

C'est une plante vivace de 10-40 cm, entièrement glabre, gazonnante à tiges longuement rampantes s'enracinant aux nœuds, florifères dans leur partie inférieure. Fleurs blanchâtres ou un peu rosées, de 8-10 mm plus ou moins tachées de brun, réfléchies après l'anthèse, en capitules de 15-20 mm de diamètre. Les feuilles sont toutes longuement pétiolées dressées à

folioles larges, obovales et souvent marbrées de blanc, la gousse est saillante, bosselée et non stipitée (Fig. 32). Cette espèce est observée dans les prairies humides, les champs cultivés, les pâturages, les lieux piétinés et les friches (Quézel & Santa 1962 ; Arbeille *et al.*, 2000). Cette plante est communément appelée «*Nefel*».

En Algérie c'est une espèce très commune sur le tell et rare dans les Aurès (Quézel & Santa 1962 ; Abdelguerfi & Laouar 1999).

- Intérêt

Trifolium repens L. communément appelé trèfle blanc est considéré comme étant un excellent fourrage pour sa très bonne valeur alimentaire qui vient de sa richesse en protéines. Il résiste bien au piétinement des animaux et améliore la qualité du sol en lui fournissant de l'azote. Cependant cultivé en grande quantité peut être néfaste pour les animaux car la plante en fleur contient du cyanure. Il est donc généralement semé en association avec des graminées. (Caradus *et al.*, 1995).



Figure 32 : Photos de *Trifolium repens* L. Poussant autour du lac Fetzara (Cliché Fetnaci I & Hamel T. 2015)

2.3. Méthodes

2.3.1. Isolement des bactéries à partir des nodules

2.3.1.1 Collecte des nodules

La sélection des plants pour la collecte des nodules doit être réalisée durant une période bien précise, où la plante est en pleine activité. La récolte est effectuée au printemps durant le mois de Mars et Avril. A cette période de l'année les nodules sont bien développés et bien visibles

au niveau des racines. La présence d'une couleur rougeâtre indique la présence de la légghémoglobine et la fixation active de l'azote (Rejili, 2007).

Le choix des zones de prélèvement est orienté par la bonne couverture du tapis végétal.

La technique de collecte est réalisée selon la technique préconisée par Vincent (1970) et Beck *et al.*, (1993). Il s'agit de :

- Creuser environ 15 cm autour de la plante dans le sol pour extraire la plante et son appareil racinaire sans l'abimer.
- Se débarrasser de la terre manuellement au niveau des racines sans endommager les nodules.
- Répéter l'opération sur plusieurs pieds pour avoir le maximum de nodules.
- Placer la plante, les racines en bas, dans un sac en plastique pour les transporter au niveau du laboratoire.

2.3.1.2. Nettoyage des racines et Conservation des nodules

Les racines portant des nodules sont d'abord rincées à l'eau du robinet afin d'éliminer les débris organiques puis sont séchées dans un papier absorbant. Ensuite, à l'aide d'une lame on coupe à 1 ou 2 mm du nodule pour le récupérer.

- **Pour une courte conservation** et pour une utilisation immédiate, les nodules frais sont conservés au réfrigérateur à 4°C de 24 jusqu'à 48 heures (ne jamais les congeler afin d'éviter la destruction des nodules par les cristaux de glace) (Vincent, 1970).

- **Pour une Conservation à long terme** Les nodules sont conservés à -20°C dans des tubes eppendorf de 1.5 ml dans du glycérol à 50%.

Sur chaque tube, on doit mentionner le nom de la plante, le lieu et la date de prélèvement. Il faut également noter qu'avant de procéder à l'isolement à partir des nodules conservés ces derniers doivent être d'abord mis à température ambiante.

2.3.1.3. Stérilisation des nodules

Toutes les manipulations se déroulent sous une hotte à flux laminaire, javellisée et exposée aux rayons UV pendant 20 minutes avant utilisation (ceci garantit des conditions d'asepsie totale), munie d'un bec Bunsen à proximité duquel se font les manipulations.

Les nodules prélevés doivent être stérilisés de l'extérieur, le but étant d'isoler seulement les bactéries se trouvant à l'intérieur par écrasement. La surface des nodules doit donc être parfaitement stérile, les étapes suivies sont :

- Première étape : lavage des nodules au mouillant (eau + quelques gouttes de liquide vaisselle) très dilué pendant quelques secondes pour enlever les particules qui adhèrent à la racine/ Vortexer/ rinçage eau distillée stérile.

- Deuxième étape : lavage à l'éthanol 70%/ Vortexer quelques secondes/ rinçage à l'eau distillée stérile.
- Troisième étape : désinfection superficielle au peroxyde d'hydrogène (H₂O₂) à 35% (revenu à la température ambiante) / Vortexer régulièrement durant les 4 minutes de désinfection
- Terminer par 5 rinçages à l'eau stérile avec vortex.

2.3.1.4 Isolement selon la méthode du nodule écrasé

Pour l'obtention des isolats bactériens, un même nombre de nodules a été utilisé. À savoir 5 nodules pour chaque espèce dans chaque site différent et ceci à chaque fois. La méthode utilisée est celle du nodule écrasé, elle consiste à :

- Déposer dans une boîte de Pétri stérile 2 à 3 gouttes d'eau distillée stérile.
- Déposer dans chaque goutte le nodule préalablement stérilisé.
- Ecraser le nodule et à l'aide d'une pince stérile.
- Ensemencer avec l'anse de platine une boîte contenant du Yeast Mannitol Agar (YMA) (tableau 13) dont on a ajusté le pH à 6.9 et auquel on a ajouté 10 ml de Rouge Congo à 0.25 % (p/v) dans l'eau (tableau 14) (Somasegaran et Hoben, 1994).
- L'ensemencement est réalisé selon la technique des quatre cadrans (Fig. 33) de manière à isoler des colonies simples. Les boîtes sont incubées pendant 72 heures à 28-30 °C.
- Après apparition des colonies sur les boîtes, chaque colonie bactérienne ayant peu ou pas absorbé le colorant et représentant un phénotype particulier est repiquée en partant à chaque fois d'une colonie isolée. Afin d'obtenir une culture pure, chaque isolat a subi au moins 2 à 3 cycles de purification sur milieu solide YMA avant d'être conservé.

Tableau 13. Composition du milieu de Yeast Extract Mannitol Agar (YMA)

| Ingrédients | Quantité |
|---|----------|
| Mannitol | 10 g |
| K₂HPO₄ | 0,5 g |
| MgSO₄.7H₂O | 0,2 g |
| NaCl | 0,1 g |
| Extrait de levure | 0,5 g |
| Eau distillée | 1 L |
| Agar | 15 g |
| solution de rouge Congo | 10 ml/L |

Tableau 14. Composition de la solution du Rouge Congo

| Ingrédients | Quantité |
|---------------|----------|
| Rouge Congo | 0.25 |
| Eau distillée | 100ml |

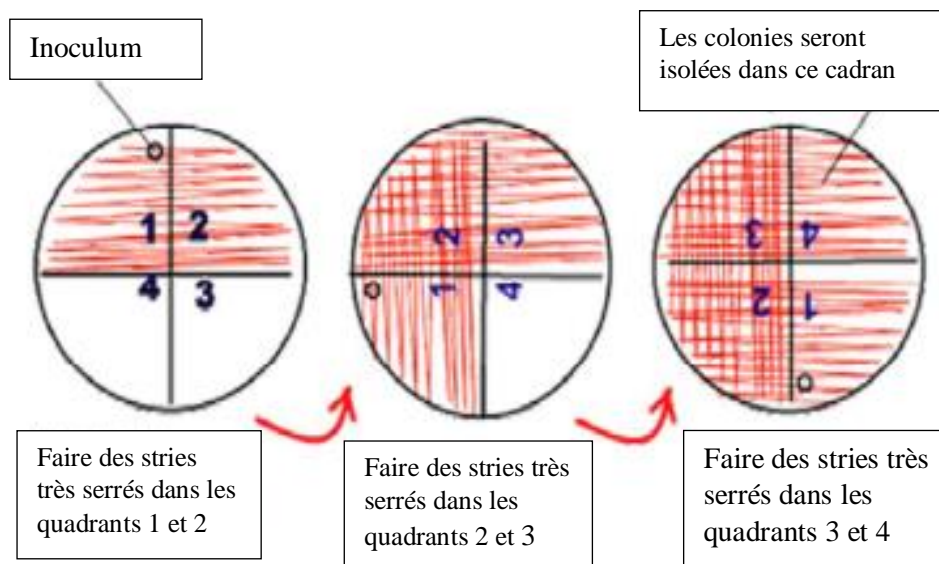


Figure 33 : Méthode d'ensemencement par la technique des quatre quadrants (Vincent, 1970)

2.3.1.5 Conservation des isolats

Deux techniques de conservation sont utilisées :

- **Conservation à court terme** ; les souches ainsi purifiées et présumées être des rhizobia, sont conservées dans des boîtes de Petri (YMA sans RC) au réfrigérateur (4 à 6°C).
- **Conservation à long terme** ; pour une conservation jusqu'à un an, les souches sont conservées dans le glycérol à 50 % (v/v) selon la méthode suivante :
 - Préparer le milieu YMB pour la conservation (composition du YMA sans ajout d'agar).
 - Répartir le milieu dans des tubes d'Eppendorf stériles en raison de 0,6 ml/tube.
 - Inoculer les tubes contenant le YMB à partir des colonies pures.
 - Ajouter 0,6 ml de glycérol à chaque tube inoculé.
 - Homogénéiser en évitant la formation des bulles d'air.
 - Conserver sous une température de -18 à -20°C.

2.3.2. Tests d'identifications préliminaires

2.3.2.1. Etude macroscopique

L'observation macroscopique permet de déterminer la couleur, la taille, la forme, le contour des colonies ainsi que la pureté des souches

2.3.2.2. Etude microscopique par la coloration différentielle de Gram

Cet examen nous permet de différencier les bactéries Gram positif et les bactéries Gram négatif et de déterminer la forme des cellules bactériennes. Technique selon Delarras (1998)

- Préparer un frottis bactérien et le couvrir avec un colorant basique : le violet de Gentiane et laisser agir pendant une minute.
- Eliminer l'excès du violet de Gentiane avec une solution de Lugol et laisser agir pendant 30 secondes puis rincer à l'eau.
- Décolorer à l'alcool à 90° et rincer à l'eau.
- Recouvrir le frottis avec un deuxième colorant : la Fuschine, laisser agir pendant 3 seconde et rincer à l'eau et sécher entre deux feuilles de papier absorbant.

Avant l'observation microscopique on dépose une goutte d'huile d'immersion et on observe à l'objectif d'immersion x100.

Lecture : Cellules colorées en rose = Gram négatif. Cellules colorées en violet = Gram positif.

2.3.2.3. Test d'acidification ou alcalinisation du milieu YMA au bleu de Bromothymol

Ce test permet de mettre en évidence la capacité des isolats à acidifier ou alcaliniser le milieu YMA (Somasegaran & Hoben 1985).

Technique

Le milieu utilisé est le YMA à pH 6,9 additionné de 5 ml/litre d'une solution alcoolique de bleu de bromothymol (BBT) pour une concentration finale de 0,005 % (p/v) (tableau 15) (Somasegaran et Hoben 1985).

Tableau 15. Composition de la solution de Bleu de Bromothymol (BBT)

| Ingrédients | Quantité |
|---------------------|----------|
| Bleu de bromothymol | 0,5 g |
| Ethanol | 100 ml |

- Ajouter 5 ml de cette solution à un litre du milieu YMA après autoclavage.
- Procéder à un ensemencement des boîtes de Pétri par stries selon la technique des cadrans et incubé à 28°C pendant 72 heures.

Lecture

On note si la souche a acidifié (couleur jaune) ou alcalinisé le milieu de culture (couleur bleu). Dans le cas d'une acidification on parle de souche de Rhizobiums à croissance rapide et dans le cas d'une alcalinisation on parle de *Bradhyrhizobium* (rhizobiums à croissance lente) (Jordan 1984)

2.3.2.4. Test de croissance sur milieu Glucose Peptone Agar (GPA)

Le Glucose Peptone Agar (GPA) est un milieu nutritif très riche qui favorise le développement de grand nombre des bactéries comme les entérobactéries et les *Agrobacterium*.

Technique

- Préparer le milieu GPA selon la composition suivante (tableau 16) (Somasegaran & Hoben 1985).

Tableau 16. Composition du milieu de Glucose Peptone Agar (GPA)

| Ingrédients | Quantité |
|------------------------|----------|
| Glucose | 5 g |
| Peptone | 10 g |
| Agar | 15g |
| Eau distillée | 1L |
| Solution de BCP | 100ml |

- Additionner cinq ml de la solution de pourpre de bromocrésol (BCP) (tableau 17) à un litre du milieu GPA après autoclavage.

Tableau 17. Solution de pourpre de Bromocrésol (Bromocresol Purple BCP)

| Ingrédients | Quantité |
|-------------------------------|----------|
| Pourpre de bromocrésol | 0,5 g |
| Ethanol | 100 |

- Ensemencer les isolats par stries sur des boîtes contenant le GPA additionné de BCP et incuber à 28°C.

Lecture : Faire une lecture à partir de 24 heures qui peut durer jusqu'à 5 jours d'incubation.

Croissance avec virage de la couleur du milieu au jaune : bactérie non rhizobia.

Pas de croissance ou croissance faible sans virage au jaune : bactérie appartenant probablement au rhizobia.

2.3.2.5. Test de distinction *Rhizobia/Agrobacterium*

La recherche de l'enzyme 3-cétolactose hydrolase est un test spécifique pour la distinction entre les bactéries *Agrobacterium* et les rhizobia, cette simple épreuve est très utile pour une pré-identification des souches d'*Agrobacterium* (Murugesan *et al.* 2010).

Technique

Les isolats ont été cultivés en premier temps pendant 48 à 72 heures sur le milieu de base (glucose peptone agar GPA) avec la composition donnée dans le tableau 18.

Tableau 18. Composition du milieu Glucose nutritif Agar (GPA)

| Ingrédients | Quantité |
|--------------------------|----------|
| Extrait de levure | 3 g |
| Glucose | 2,5 g |
| Peptone | 5 g |
| Agar | 15 g |
| Eau distillée | 1 L |
| pH | 7 |

Une suspension bactérienne pour chaque isolat a été réalisée à partir de la culture sur GPA, les isolats sont ensuite cultivés sur le milieu gélose lactosé (tableau 19).

Tableau 19. Composition du milieu gélose au lactose

| Ingrédients | Quantité |
|--------------------------|----------|
| Lactose | 10 g |
| Extrait de levure | 1 g |
| Agar | 15 g |
| Eau distillée | 1 L |
| pH | 7 |

Les bactéries sont cultivées sur le milieu gélose lactosé à raison de trois à quatre isolats par boîte.

- Les bactéries sont ensuite incubées à 28°C pendant 72 heures.
- Après 72 heures, les boîtes sont inondées avec une couche du réactif de Benedict (Bouzar *et al.*, 1995) (tableau 20).

Tableau 20. Composition du réactif de Benedict

| Ingrédients | Quantité |
|---|----------|
| Citrate de sodium | 17,3 g |
| Carbonate de sodium anhydre | 10 g |
| CuSO₄ 5H₂O | 1,73 g |
| Eau distillée | 100 ml |

Lecture

- La présence de l'enzyme 3-cétolactose dans le milieu (résultat positif) est indiquée par l'apparition d'un halo jaune autour de la croissance bactérienne après 15 à 20 minutes.
- L'absence d'un halo jaune signifie un résultat négatif.

2.3.3. Caractérisation symbiotique (Test de nodulation en pot)

Les souches extraites des nodosités de légumineuses ne peuvent être identifiées comme rhizobia qu'après avoir subi le test de nodulation, montrant leur capacité à former des nodosités sur leur plante hôte, en conditions bactériologiques contrôlées (Graham *et al.*, 1991). Cette méthode permet aussi de comparer l'efficacité des souches inoculées sur des plantes poussant sur un milieu sans azote (Domenach & Wery, 1989). Pour réaliser ce test nous avons procédé comme suit :

2.3.3.1. Préparation des pots

- Des pots en plastique sont troués (pour éviter la saturation du substrat en eau), lavés et désinfectés avec une solution d'hypochlorite de sodium et finalement bien rincés à l'eau stérile.
- Chaque pot est doublé d'un autre non troué et d'une plus grande contenance pour éviter toute perte d'inoculum.

2.3.3.2. Préparation du substrat

Le substrat utilisé est le sable. Le sable est lavé plusieurs fois jusqu'à ce que l'eau de lavage devienne claire, ensuite laisser sécher, puis autoclaver pendant 20mn à 120 °C en trois cycles séparés par 24h (El Hilali, 2006).

2.3.3.3. Préparation de la solution d'arrosage

La nutrition des plantes est assurée par la solution de Rigaud et Puppo (1975), une à deux fois par semaine selon les besoins des plantes. La composition de la solution d'arrosage est présentée dans le tableau 21.

Tableau 21. Composition de la solution de Rigaud et Puppo (1975)

| Ingrédients | Quantité |
|--|----------|
| Solution I (pour 100ml) | |
| KH₂PO₄ | 2,04 g |
| MgSO₄ 7H₂O | 2 g |
| KCl | 2,01 g |
| CaSO₄ 2H₂O | 1,2 g |
| CoCl₂ 4H₂O | 1,2 g |
| Solution II (pour 100 ml) | |
| Na₂MoO₄ 2H₂O | 0,4 g |
| MnSO₄ 2H₂O | 0,2 g |
| CuSO₄ 5H₂O | 0,2 g |
| ZnSO₄ 7H₂O | 0,3 g |
| H₃BO₃ | 1,8 mg |
| Solution III (pour 100ml) | |
| Na₂EDTA | 1,875 g |
| FeCl₃ 6H₂O | 1,35 g |

Pour la préparation d'un litre de solution d'arrosage : on ajoute 10 ml de la solution I, un ml de la solution II et 144 µl de la solution III à un litre d'eau distillée stérile.

2.3.3.4. Germination des graines

- Les graines de *Medicago littoralis*, *Melilotus indicus* et *Trifolium repens* sont sélectionnées de même dimension (Fig. 34). Une scarification mécanique est nécessaire en ce qui concerne les graines de *Medicago littoralis*, elle est effectuée à l'aide d'un papier de verre.
- Les graines sont stérilisées superficiellement dans une solution d'hypochlorite de sodium pendant 10 min puis rincées soigneusement 10 fois avec de l'eau distillée stérile.
- Ensuite, elles sont placées dans un récipient en verre stérile, et imbibées dans l'eau distillée stérile pendant une heure à température ambiante.
- Les graines, ainsi gonflées, sont transférées aseptiquement dans des boîtes de Pétri contenant de l'eau gélosée (0,8%). Ces dernières sont maintenues dans l'obscurité à température ambiante jusqu'à la germination.

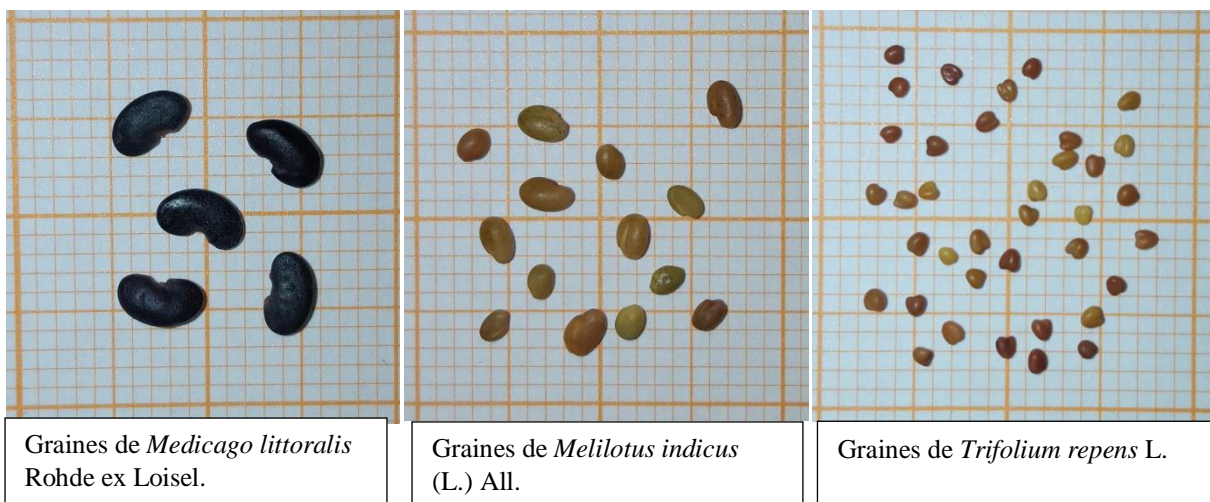


Figure 34 : Photos des graines des différentes Fabacées utilisées pour l'étude.

2.3.3.5. Semis et inoculation

- Les graines qui ont une radicule de 1 à 2 cm de longueur sont introduites dans le sable dans des trous de 2 à 3 cm de profondeur à raison de 3 graines par pot et irriguées avec la solution d'arrosage.
- Les souches à inoculer sont cultivées sur milieu YMA et incubées à 28°C pendant 48h à 72h (selon la vitesse de croissance des souches pour être à la phase exponentielle de croissance).
- Après incubation des souches à tester, on leur ajoute 1 ml d'eau distillée stérile, en raclant pour obtenir une suspension bactérienne.

- Après émergence des racelles sous le sol de presque 2 cm ce qui correspond à une période moyenne de 4 à 5 jours, chaque plantule est inoculée avec une première dose de 1 ml de suspension bactérienne.

- Enfin, les pots sont exposés à la lumière solaire, et après une semaine, les plantules sont inoculées par une deuxième dose (toujours d'une culture bactérienne fraîche). Des plantes non inoculées ont été prévues comme témoin (T₀). Les plantes sont arrosées 2 fois par semaine alternativement avec de la solution nutritive dépourvue d'azote (tableau 21) et de l'eau distillée stérile.

- Infectivité et Efficience

Six à huit semaines après la première inoculation, les plants sont déterrés. La présence de nodules au niveau des racines indique que les souches isolées sont effectivement des rhizobia. Le nombre moyen de nodosités formées sur chaque plante et par chaque souche a été utilisé pour l'évaluation de l'infectivité.

Par la suite, ils sont débarrassés de leur partie racinaire et étiquetés puis séchés à une température de 60°C pendant 72 heures. Après dessiccation, le poids moyen de la matière sèche est déterminé (en mg) pour les 3 plants inoculés par la même souche.

L'efficience est estimée par la mesure du poids de la matière sèche des parties aériennes des plantes, exprimée en indice relatif. Elle représente le pourcentage de gain en matière sèche des parties aériennes des plantes inoculées par rapport aux plantes témoins non inoculées selon la formule suivante :

$$\text{Indice relatif d'augmentation du poids sec} : \frac{\text{(Poids sec du plant inoculé)}}{\text{(Poids sec du plant non inoculé (T}_0\text{))}}$$

2.3.4. Caractérisation phénotypique

Outre le caractère classique et traditionnel de ce type de caractérisation pour des bactéries nouvellement isolées, les informations apportées ne servent pas seulement à leur identification, elles offrent aussi des opportunités pour sélectionner des souches efficaces, compétentes et indifférentes aux divers stress environnementaux. C'est donc une approche primordiale en vue de la détermination d'une inoculation efficace pour les plantes hôtes. Plusieurs critères phénotypiques ont été retenus pour cette étude afin de mieux caractériser les isolats obtenus :

2.3.4.1 Tests biochimiques (recherches des enzymes spécifiques)

- Recherche de la catalase

La catalase est une enzyme présente chez la plupart des bactéries aérobies strictes et anaérobies facultatives. Cette enzyme permet la décomposition de l'eau oxygénée (H_2O_2) en eau et oxygène moléculaire (Delarras 1998).

Technique

Cette réaction est mise en évidence par contact de la culture avec une solution fraîche d' H_2O_2 à 10 volumes : une goutte d' H_2O_2 est placée sur une lame propre en présence d'un échantillon de culture solide (colonies) (Delarras, 1998). (Fig 35)

Lecture

Un dégagement gazeux abondant sous forme de mousse ou de bulles d'air traduisant la décomposition de l' H_2O_2 sous l'action de la catalase (catalase +)

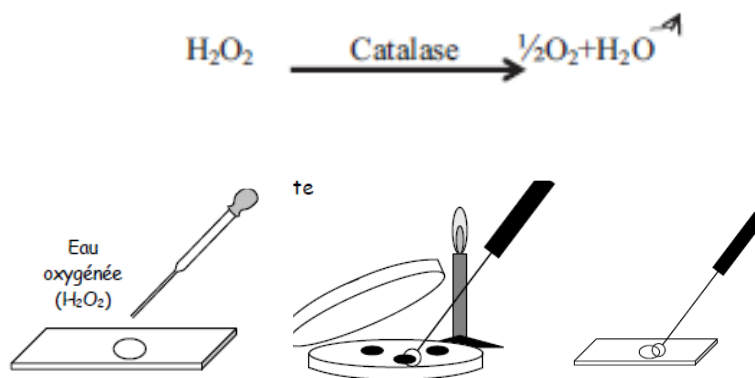


Figure 35 : la méthode utilisée pour le test catalase (Delarras, 1998)

- Recherche de l'oxydase

Le test consiste à mettre en évidence la capacité que possède la bactérie à oxyder un réactif incolore NDPPD (le NN-diméthyl-paraphénylène diamine) en un dérivé rose violacé.

- Placer un disque imprégné du réactif sur une lame à l'aide d'une pince flambée.
- Avec une pipette Pasteur prélever une colonie sur milieu solide et la déposer doucement sur le disque.

Lecture

Tâche rose violette, la bactérie possède l'activité oxydase, elle est dite : Oxydase +

Pas de tâche rose violette, La bactérie ne possède pas l'activité oxydase, elle est dite : Oxydase-

- Hydrolyse de l'urée

L'urée est un composé organique qui peut servir de source d'azote unique aux bactéries possédant une uréase. En présence de l'enzyme, les bactéries uréolitiques peuvent décomposer

l'urée en carbonate d'ammonium qui alcalinise le milieu de culture (Delarras, 2007, Lanotte *et al.*, 2007).

Technique

Effectuer la recherche d'une uréase sur le milieu YMA contenant 2 % (p/v) d'urée et 0.012g/l de rouge de phénol comme indicateur de pH (Jarvis *et al.*, 1977).

- D'abord autoclaver le milieu solide à 120°C pendant 20 minutes puis refroidir jusqu'à environ 45°C.

- Ensuite stériliser la solution d'urée par filtration (0.22µm) et la rajouter au milieu précédent en phase liquide sous la hotte à flux laminaire puis incubé à 28°C pendant 48 heures.

Lecture

Test uréase positif : virement du rouge de phénol de l'orangé au rouge violacé ou rose fuchsia.

Test uréase négatif : le milieu ne change pas de couleur et reste orangé.

- Recherche de la lipase

Les lipases font partie de la classe des hydrolases d'esters carboxyliques et sont largement présentes chez les microorganismes, produites aussi bien chez les bactéries Gram positif que chez des bactéries Gram négatif. La lipase décompose les lipides en acides gras et glycérol. (Sharma R *et al.*, 2001)

Technique

- Une boîte de Pétri contenant le milieu King B (pH 7) (tableau 22) additionné de tween 80 à 16ml/l estensemencée à partir d'une culture en milieu solide.

- Incuber 24 à 48h à 37°C.

Lecture

Un halo opaque formé autour de la colonie indique un test positif suite à la précipitation d'acides gras issus de la lipolyse.

Tableau 22. Composition du milieu King B

| Ingrédients | Quantité |
|-------------------------------------|----------|
| Peptone | 20g |
| Glycérol | 15ml |
| K ₂ HPO ₄ | 1,5g |
| Agar | 20g |
| MgSO ₄ 7H ₂ O | 1,5g |
| Eau distillée | 1000ml |

2.3.4.2. Tests nutritionnels : Assimilation des sucres

Les souches sont cultivées sur milieu solide YMA mais le mannitol y a été remplacé par 0,1% des sucres suivants : glucose, saccharose, lactose, fructose et maltose. La quantité de l'extrait de levure est diminuée à 0,05 g/l et le pH du milieu est ajusté à 6,8. Les boîtes sont incubées à 28-30°C pendant 72 heures. La lecture des résultats se fait avec l'observation d'une croissance bactérienne et est notée comme suit : 0= pas de croissance, += légère croissance, 2+= bonne croissance, 3+= très bonne croissance.

2.3.4.3. Tests physiologiques : Tolérance aux stress abiotiques

Les facteurs environnementaux affectent fortement la croissance des rhizobia, leur survie dans le sol et tous les aspects de la fixation symbiotique de l'azote. Parmi les facteurs les plus importants figurent le pH, la salinité et la température.

L'ensemble des tests relatifs à l'étude physiologique est réalisé sur milieu solide dans des boîtes de Pétri subdivisées en secteurs (Fig. 36) dont chacun estensemencé à l'aide d'une anse stérile ou bien d'une goutte de culture bactérienne en croissance exponentielle à raison d'une souche par secteur. Les cultures sont ensuite scellées et incubées à 28-30°C (hormis le test des effets des différentes températures). La lecture des résultats se fait avec l'observation d'une croissance bactérienne et est notée comme suit : 0= pas de croissance, += légère croissance, 2+= bonne croissance, 3+= très bonne croissance.

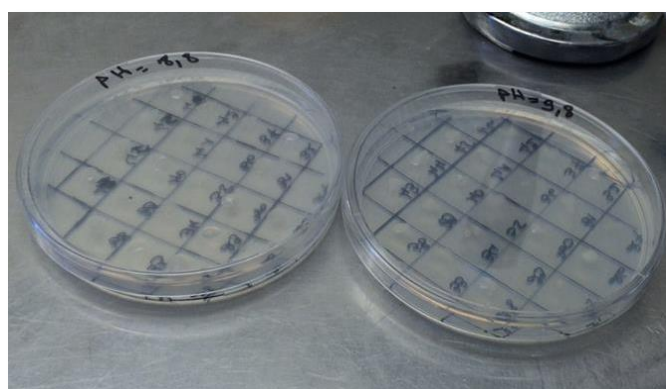


Figure 36 : Boîtes de pétri divisées en secteurs

- Tolérance au sel (Na Cl)

L'osmotolérance des isolats obtenus est testée sur YMA avec l'ajout des différentes concentrations de NaCl suivantes : (0M, 0.4M, 0.6M, 0.8M, 1M, et 1,2M). Les échantillons sont incubés à 28- 30°C pendant 72h.

- Effet de la température

Afin d'étudier l'effet de la température sur les souches, les souches sontensemencées sur YMA et incubées à 4 °C, 25°C, 37°C, 45 °C et 50°C pendant 72 heures.

- Croissance à différents pH

Les souches sont cultivées sur YMA ajusté à différents pH (4 - 5.8 - 7.8 - 8.8- 9.8-10.8- 11,8). Puis incubées à 28 °C pendant 72 heures.

3. RESULTATS ET DISCUSSIONS

3.1. Présence de nodules sur les plants

Tous les plants de légumineuses observés et échantillonnés, toutes espèces confondues autour du lac Fetzara sont nodulés. L'observation du système racinaire des plants récoltés montre un taux de nodulation très important tant pour *Medicago littoralis* Rohde ex Loisel. que pour *Melilotus indicus* (L.) All. et *Trifolium repens* L. (avec une moyenne de 35 à 40 nodules/plant). Ceci est une estimation à titre indicatif mais non exhaustive car cela reste un échantillonnage en nature et il y a forcément un risque de perte d'une partie du système racinaire. La plupart des nodules sont de forme indéterminée (Fig. 8 : B).

3.2. Isolement et identification préliminaire des bactéries à partir des nodules

Sur la base des caractères morphologiques des rhizobia à savoir ; des colonies de couleur blanchâtre à rosâtre, translucides et luisantes (Vincent, 1970 ; Ndoye, 2002), au bout de 72 heures d'incubation à 28°C sur YMA+ rouge Congo, les colonies isolées n'ayant pas ou peu absorbé le colorant ont été prélevées.

L'aspect macroscopique de chaque colonie a été noté sur YMA après 24h d'incubation. Un nom de code a été attribué à chaque isolat selon le site, l'espèce et le numéro du nodule. Une lettre est donnée pour chaque espèce (M pour *Medicago littoralis*, L pour *Melilotus indicus* et T pour *Trifolium repens*) et un code pour le site (S1 : sud, S2 : Ouest, S3 : Nord et S4, S5 : Est) et un chiffre pour le nodule. Par exemple l'isolat S1M1.1 provient d'un nodule n°1 de *Medicago littoralis* du nord du lac.

Un total de 150 isolats est obtenu (50 pour *Trifolium repens*, 60 pour *Medicago littoralis* et 40 pour *Melilotus indicus*) à partir d'échantillons provenant des quatre sites autour du lac (tableau 23).

Tableau 23. Le nombre d'isolats obtenu pour chaque espèce hôte dans les différents sites

| Sites | <i>Medicago littoralis</i> | <i>Trifolium repens</i> | <i>Melilotus indicus</i> | Total |
|----------------|----------------------------|-------------------------|--------------------------|-------|
| Site 1 (Sud) | 20 | 12 | 15 | 47 |
| Site 2 (Ouest) | 10 | 8 | 5 | 23 |
| Site 3 (Nord) | 17 | 20 | 10 | 47 |
| Site 4 (Est) | 13 | 10 | 10 | 33 |
| Total | 60 | 50 | 40 | 150 |

3.3. Caractérisations macroscopiques des isolats

Les isolats sont obtenus après 2 à 6 jours d'incubation à 28°C sur milieu YMA-RC. Le taux de croissance est donc très variable. Ils n'absorbent pas de colorant et dans certains cas le centre des colonies des souches prend une coloration rosée due à une légère absorption.

La plupart des souches purifiées présentent les caractéristiques morphologiques des rhizobia comme décrits par Dommergues et Mangenot (1970). Elles forment sur milieu YMA des colonies homogènes, elles sont circulaires de 2 à 4 mm de diamètre, à contour régulier, de surface lisse, bombée, et d'une couleur blanchâtre à translucide et marquée par une très forte mucosité qui augmente avec le temps d'incubation (Fig. 37). Le tableau 24 regroupe les résultats des observations macroscopiques des colonies des isolats obtenus. Ces résultats sont en accord avec Baba arbi (2016) qui a observé les mêmes caractéristiques chez les isolats nodulaires issus de *Medicago littoralis* et *Melilotus indicus*.

Selon Bekki (1987), Zahran *et al.* (1999), la viscosité des colonies est due à une production massive d'exopolysaccharides qui rentrent dans le processus de symbiose en jouant un rôle dans la reconnaissance spécifique entre les deux symbiotes et l'adhésion des bactéries à la surface racinaire (Skorupska *et al.*, 2006). Aussi ces polymères protègent les cellules des effets des agents chimiques et autres sources de stress comme la salinité en augmentant leur capacité de rétention d'eau (Kaci *et al.*, 2005).

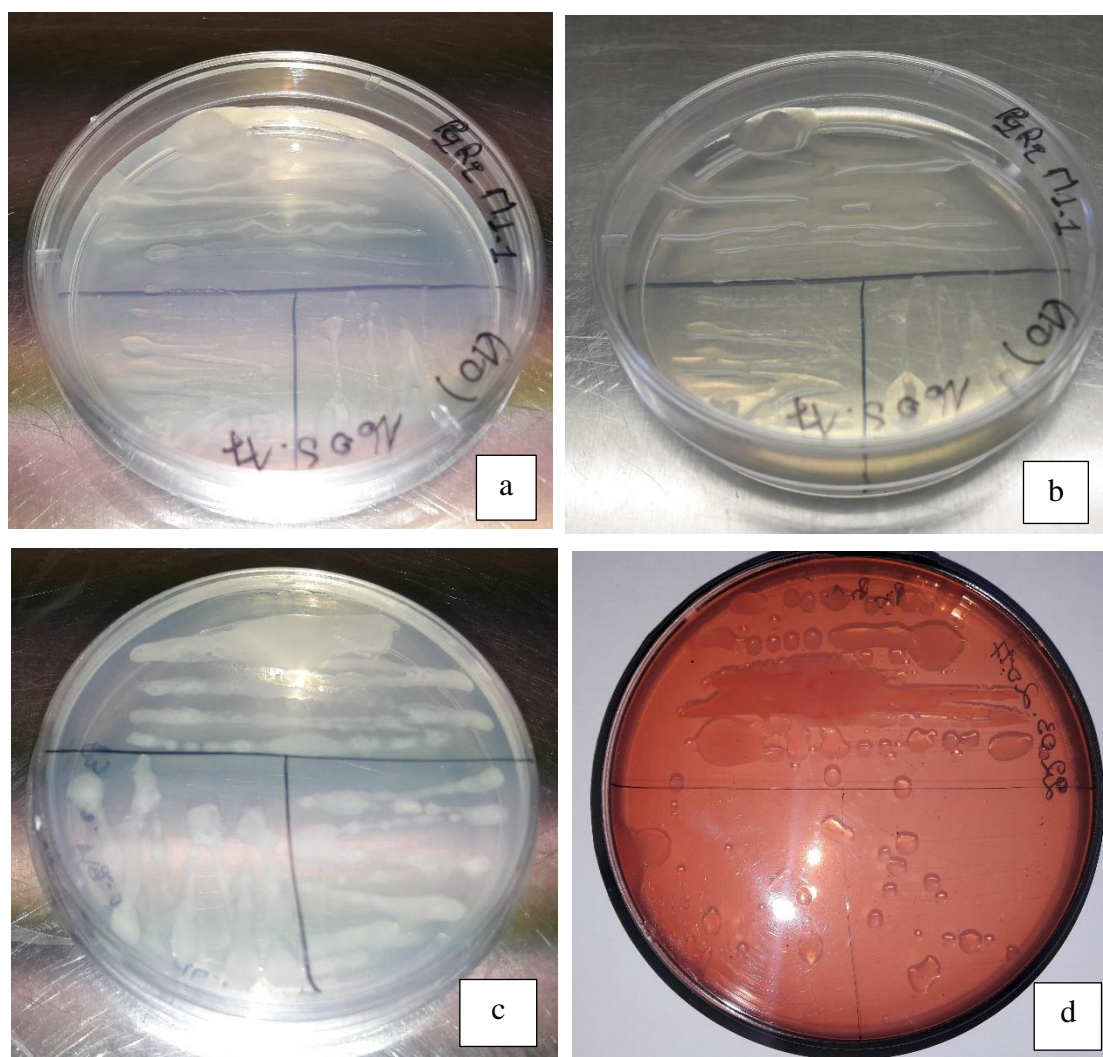


Figure 37 : Aspect macroscopique des différents isolats sur milieu YMA.

34a: colonies translucides légèrement bombées mucilagineuses, **34b :** colonies translucides bombées brillantes, **34c:** colonies blanchâtres laiteuses légèrement bombées et **34d :** colonies sur milieu YMA+ rouge congo ensemencé par un broyat nodulaire.

3.4. Caractéristiques microscopiques des isolats

L'aspect microscopique est visualisé après coloration de Gram : 120 isolats présentent une forme bacille à Gram négatif (Fig. 38) (tableau 24), le reste des isolats sont Gram positif. Ces caractères morphologiques observés sont en accord avec ceux décrits pour des rhizobiums (Vincent, 1970 ; Dommergues & Mangenot, 1970; Jordan,1984; De Lajudi *et al.*,1994; Rome *et al.*, 1996). La suite du travail se poursuit donc sur ces isolats à Gram négatif.

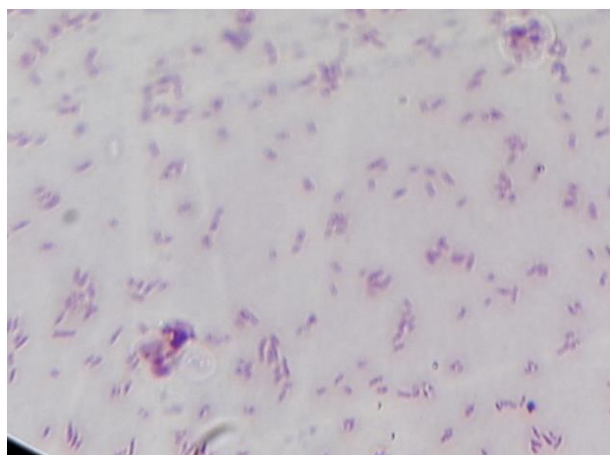


Figure 38: : Photo d'un isolat Gram négatif sous microscope x1000 (Cliché Fetnaci I et Boudjehiche A 2017)

3.4.1. Croissance des isolats sur milieu Glucose Peptone Agar (GPA)

On remarque dans le tableau 24 une absence totale de croissance pour la quasi-totalité des isolats à l'exception des souches S2M6.3, S1M4.4, S1M1.3, S3M5.1 et S2T6 avec une modification du pH. L'isolat S2T3.4 affiche une faible croissance ce qui ne veut pas forcément dire que c'est une entérobactérie ou un *Agrobacterium*. Certaines espèces de rhizobium peuvent présenter une faible croissance sur milieu GPA (Somasegaran & Hoben, 1994).

3.4.2. Vitesse de croissance (YMA + BTB)

Le temps de croissance des rhizobia est un bon indice de sélection, il permet de différencier les rhizobia à croissance rapide (entre 48 et 72 heures) des rhizobia à croissance lente (plus de 4 jours) (Somasegaran & Hoben 1994).

Réalisé sur YMA auquel on a ajouté du bleu de Bromothymol. Ce dernier est un indicateur coloré qui permet de mettre en évidence une réaction acide ou basique dans une gamme de pH qui s'étend de 6 à 7,6. Une réaction acide se traduit par le changement de la coloration du bleu vers le jaune (Fig. 39) Par contre une réaction alcaline se traduit par le renforcement de la coloration bleu.

Nous remarquons que les 120 isolats Gram négatifs obtenus (de *M. littoralis*, *M. indicus* et *T.repens*) ont pour la plupart (100 isolats) légèrement acidifié le milieu YEM + BTB comme le suggèrent Jida *et al.* (2012) il est donc possible de les classer comme des rhizobia à croissance rapide (Jida *et al.*, 2012), Les 20 isolats restants sont considérés à croissance lente (Tableau 24) (Jordan 1984).

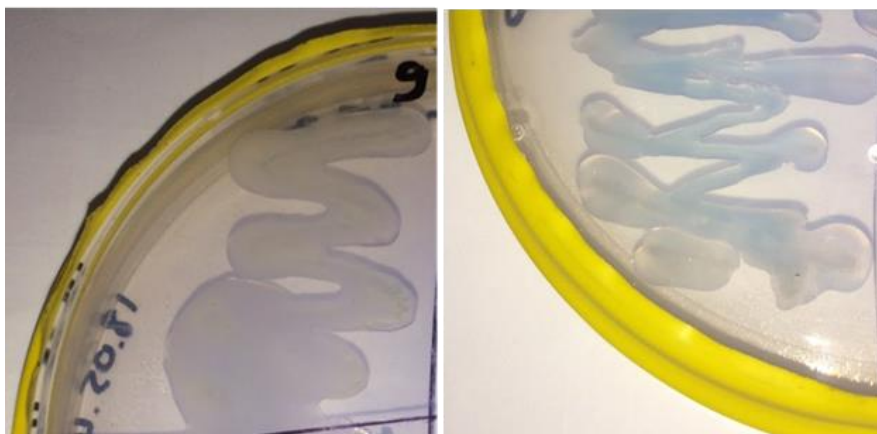


Figure 39 : Aspect des colonies sur milieu YMA+BTB (Cliché Fetnaci I et Boudjehiche A 2017)
Jaune : Acidification du milieu, Bleu : Alcalinisation du milieu

3.4.3. Test distinctif entre *Rhizobium* et *Agrobacterium*

La majorité des colonies restent blanchâtres après l'inondation des boîtes de milieu lactosé avec le réactif de Benedict. Cela peut indiquer que nous sommes en présence de souches appartenant au genre *Rhizobium* d'après Bernearts et Deley (1963) . Douze souches ont produit un halo jaune autour des colonies (Fig. 40) ce qui indique que ces bactéries produisent 3 - Cétoglucosidase enzyme spécifique à *Agrobacterium* (Kertsters *et al.*, 1984). Les résultats sont présents dans le tableau 24. Le pourcentage des isolats selon le test de 3-cétolactose issues de chaque espèce est présenté dans la figure 41.



Figure 40 : Différence entre une souche *Rhizobium* et une souche d'*Agrobacterium*. (Cliché Fetnaci & Boudjehiche. 2017).

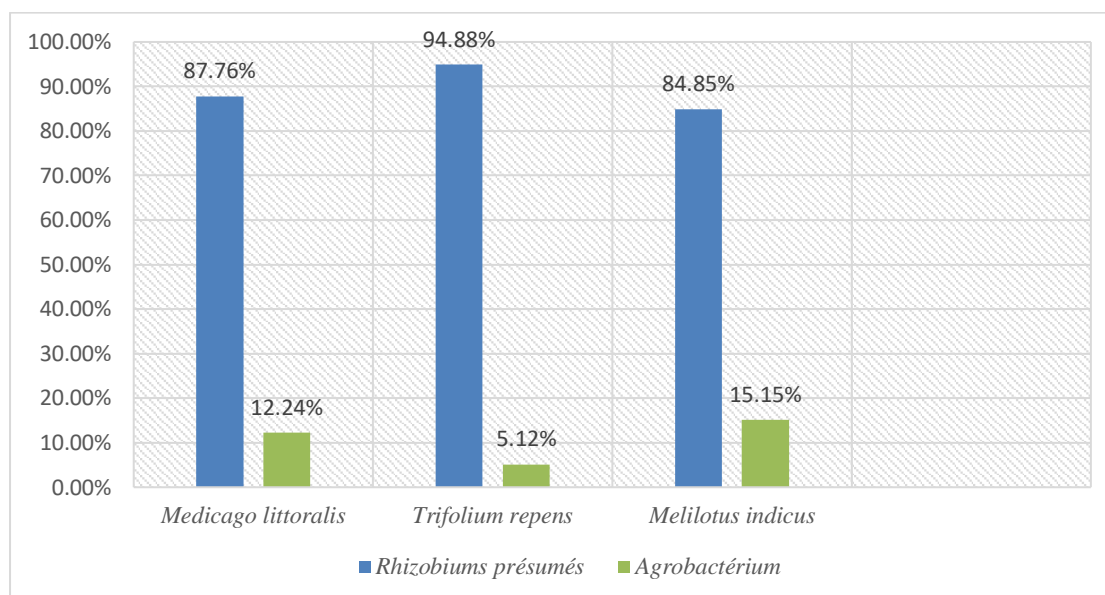


Figure 41: Pourcentage des isolats selon le test de 3-cétolactose

Il faut noter que les caractéristiques microscopiques et macroscopiques aident à cribler les isolats susceptibles d'être des rhizobia, leur authentification en tant que tel ne se fait que par le test de nodulation.

Tableau 24 : Caractéristiques des isolats Gram négatifs obtenus

| Isolats | Aspect, forme et diamètres des isolats | Coloration de Gram | Test sur GPA | Rhizobium / Agrobactérium | Type de croissance |
|----------|--|--------------------|--------------|---------------------------|--------------------|
| S2M6.3 | 2-4mm, circulaire, blanche, bombée | B- court | C | A | Rapide |
| S2M1.1* | 2-4 mm, lisse translucide, légèrement bombée, très mucilagineuse | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S1M2.3* | 2-3mm, blanche opaque lisse, bombée | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S2M2.2* | 2-3mm, blanchâtre translucide, bombée | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S1M1.1* | 2-3mm, translucide, mucilagineuse | B- court | Pas de C | R | Lente |
| S1M2 | 2-4 mm, blanche opaque, bombée | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S6M3.3* | 1-2mm, translucide, mucilagineuse, bombée | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S1M4.1'* | 2-4 mm, blanche opaque, légèrement bombée | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S1M4.4 | 2-3mm, blanche opaque lisse, bombée | B- court | C | A | Rapide |
| S1M1.3 | 2-4 mm, blanche opaque, bombée | B- court | C | R | Rapide |
| S1M1.3 | 2-4 mm, lisse translucide, bombée | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S1M3.1 | 2-3mm, blanche opaque lisse, bombée | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S1M1.2* | 2 mm, blanchâtre, bombée | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S1M4.1* | 2-4mm, circulaire, blanche opaque, bombée | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S1M4.2* | 2-3mm, translucide, bombée, mucilagineuse | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S1M5.1* | 1-2 mm, translucide, très mucilagineuse | B- long | Pas de C | R | Rapide |
| S2M1.1* | 2-4 mm, lisse translucide, bombée | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S2M5.1 | 2-3mm, blanchâtre crémeuse, bombée | B- court | Pas de C | R | Rapide |

| | | | | | |
|-----------------|--|----------|----------|---|--------|
| S2M1.2* | 2-4 mm, blanchâtre, translucide, bombée | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S2M2.1* | 2-3mm, translucide, bombée, crémeuse | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S2M2.3* | 2-4 mm, translucide, peu muqueuse | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S2M3 | 2-3mm, translucide, muqueuse, bombée | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S3M2.1'* | 1-2 mm, lisse, blanchâtre, légèrement bombée | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S3M2.2 | 2-4 mm, blanche opaque, bombée | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S3M5.1* | 2-4 mm, lisse translucide, bombée | B- court | C | A | Rapide |
| S3M4.1' | 2-4 mm, blanche opaque, bombée | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S2M4.2* | 2-3mm, blanchâtre, très mucilagineuse | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S6M3.1* | 2-4 mm, lisse translucide, bombée | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S2M5.2* | 2 mm, translucide, lisse, bombée | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S3M1.1* | 2-3mm, blanchâtre, très mucilagineuse | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S3M1.2* | 1-2 mm, légèrement bombée, blanchâtre | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S3M3.1* | 2-4 mm, lisse translucide, bombée | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S3M3.2* | 2 mm, blanchâtre lisse, bombée | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S4M1.2* | 2 mm, blanchâtre, légèrement bombée | B- long | Pas de C | R | Rapide |
| S4M1.3 | 2-4 mm, blanche opaque, bombée | B- court | Pas de C | A | Rapide |
| S4M2.4 | 2-4 mm, lisse translucide, bombée | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S4M3.2 | 2-3mm, blanchâtre crémeuse, bombée | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S5M5.3* | 2-4 mm, blanchâtre translucide, bombée | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S6M4* | 2-4mm, circulaire, blanche, bombée | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S5M1.1 | 2-3mm, blanche opaque lisse, bombée | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S5M3.2 | 2-3mm, blanchâtre crémeuse, bombée | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S4M1.1* | 2-4 mm, blanchâtre, bombée, brillante | B- long | Pas de C | R | Rapide |
| S4M2.3 | 2-4 mm, blanche opaque, bombée | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S5M4.1* | 2-3mm, translucide, bombée | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S5M2.2* | 2-3mm, blanchâtre crémeuse, bombée | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S5M3.1* | 2-3mm, blanchâtre, légèrement bombée | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S4M2.1* | 1-2mm, translucide, bombée | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S5M3 | 2-3mm, blanche opaque lisse, bombée | B- court | Pas de C | A | Rapide |
| S6M2 | 2-4 mm, translucide, légèrement bombée | B- long | Pas de C | R | Rapide |
| S2T6* | 2 mm, blanchâtre opaque lisse, bombée | B- court | C | A | Lente |
| S2T3* | 2-4mm, blanche, bombée, mucilagineuse | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S2T3.1 | 2-4 mm, blanche opaque, bombée | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S2T4.3 | 2-3mm, blanche opaque lisse, bombée | B- court | Pas de C | A | Rapide |
| S1T1 | 2mm, blanche opaque légèrement bombée | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S3T2.2* | 1-2mm, blanchâtre, légèrement bombée | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S4T1.2* | 1-2 mm, lisse, translucide, mucilagineuse, brillante | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S3T4.1* | 2-3mm, translucide, bombée, mucilagineuse | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S4T3* | 2-4 mm, blanchâtre, très mucilagineuse | B- long | Pas de C | R | Lente |
| S1T6.2 | 2-4 mm, lisse translucide, bombée | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S1T2* | 1-3mm, blanche opaque | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S1T2.3 | 2-4 mm, lisse translucide, bombée | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S1T1.2 | 2mm, translucide, bombée, mucilagineuse | B- court | Pas de C | A | Rapide |
| S1T4 | 2-3mm, blanchâtre crémeuse, bombée | B- long | Pas de C | A | Rapide |
| S2T2.1* | 2-4 mm, translucide, bombée, brillante | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S2T4.1* | 2-3mm, translucide, bombée, brillante | B- court | Pas de C | R | Lente |
| S2T5.1* | 1-2 mm, blanche opaque, brillante, bombée | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S2T4.3* | 2-3mm, blanchâtre crémeuse, bombée | B- long | C | R | Rapide |

| | | | | | |
|-----------------|--|----------|----------|---|--------|
| S3T1.2* | 1-2mm, blanchâtre, muqueuse, bombée | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S3T3.1* | 2-4 mm, blanchâtre translucide, bombée | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S3T1.1* | 1-2 mm, blanchâtre, bombée, circulaire | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S3T4.2* | 2-3mm, blanchâtre, mucilagineuse | B- long | Pas de C | R | Rapide |
| S1T5.1* | 2 mm, blanche opaque, brillante | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S4T1.1* | 2-3 mm, translucide, bombée, brillante | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S6T2.2* | 2 mm, blanchâtre lisse, bombée | B- long | Pas de C | R | Rapide |
| S6T3.3* | 2 mm, blanche opaque, bombée, lisse | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S4T2.2* | 2-4 mm, lisse translucide, bombée | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S4T4.2* | 2-4 mm, translucide, bombée, mucilagineuse | B- long | Pas de C | R | Rapide |
| S4T1.3* | 2-4mm, circulaire, blanchâtre, bombée | B- long | Pas de C | R | Rapide |
| S4T1.2* | 2-4mm, blanchâtre, légèrement bombée | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S5T1.1* | 2-4 mm, blanchâtre, bombée, crémeuse | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S6T4.2* | 2-3mm, translucide, lisse, bombée | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S4T5.1* | 2-4mm, translucide, lisse, bombée | B- long | Pas de C | R | Rapide |
| S4T3.1* | 2-3mm, translucide, bombée | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S6T3.4* | 1-2mm, blanche opaque, bombée, brillante | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S6T2.2* | 2mm, translucide, bombée, mucilagineuse | B- long | Pas de C | R | Rapide |
| S5T4.3* | 2-3 mm, blanchâtre translucide, bombée | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S6T1.1* | 2mm, lisse, blanchâtre, bombée | B- long | Pas de C | R | Rapide |
| S6T4.1* | 2-3mm, translucide, bombée, mucilagineuse | B- long | Pas de C | R | Rapide |
| S2L7* | 1-2 mm, lisse, bombée, blanchâtre | B- long | Pas de C | R | Rapide |
| S2L3.1* | 2-3 mm, blanchâtre, crémeuse | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S1L1.1 | 2-3mm, blanchâtre crémeuse, bombée | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S1L2 | 2mm, translucide, bombée, mucilagineuse | B- court | Pas de C | A | Rapide |
| S1L2.2 | 2-3mm, blanchâtre crémeuse, bombée | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S13.2 | 2-3mm, blanche opaque lisse, bombée | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S3L1.2* | 1-3 mm, blanchâtre, légèrement bombée | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S1L3.2 | 2-3 mm, blanchâtre, crémeuse | B- long | Pas de C | R | Rapide |
| S1L4 | 2mm, translucide, bombée, mucilagineuse | B- long | Pas de C | A | Rapide |
| S1L3.3 | 2-3 mm, blanchâtre, crémeuse | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S2L1.3* | 2-3mm, translucide, mucilagineuse, bombée | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S2L1.2 | 2-3mm, blanchâtre crémeuse, bombée | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S1L4.2 | 2-3mm, blanche opaque lisse, bombée | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S3L7.1* | 2-4 mm, blanchâtre opaque lisse, bombée | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S2L1.1* | 2mm, blanche opaque légèrement bombée | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S5L3 | 1-2 mm, lisse, bombée, blanchâtre | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S3L3.1'* | 2-4mm, translucide, bombée, mucilagineuse | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S3L4.2 | 2-3mm, blanche opaque lisse, bombée | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S3L5.1* | 2-4 mm, lisse translucide, bombée | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S3L3.1* | 2-3 mm, blanchâtre translucide, bombée | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S6L4.1* | 2-3mm, translucide, bombée, mucilagineuse | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S6L2.1* | 2-3 mm, lisse, bombée, blanchâtre | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S4L1.2 | 2-4 mm, lisse translucide, bombée | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S4L1.1* | 2-4 mm, blanchâtre translucide, bombée | B- court | Pas de C | R | Lente |
| S4L2.1* | 2-3mm, blanche opaque lisse, bombée | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S4L2.4* | 2-3mm, blanchâtre translucide, bombée | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S4L2.3 | 2mm, translucide, bombée, mucilagineuse | B- court | Pas de C | R | Rapide |

| | | | | | |
|----------------|--|----------|----------|---|--------|
| S5L3.1* | 2 mm, blanchâtre, légèrement bombée | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S4L2.2 | 2mm, translucide, bombée, mucilagineuse | B- court | Pas de C | A | Rapide |
| S6L3.2* | 2-4 mm, lisse translucide, bombée | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S6L2.2* | 2-3 mm, blanchâtre translucide, bombée | B- long | Pas de C | R | Rapide |
| S6L1.2 | 2mm, lisse, translucide blanchâtre, bombée | B- court | Pas de C | R | Rapide |
| S5L4.2* | 2-4 mm, lisse translucide, bombée | B- court | Pas de C | R | Lente |

B-: Bacille Gram négatif court/long, pas de C : pas de croissance, R : *Rhizobium*, A : *Agrobacterium*, * : rhizobia authentifiées par le test de nodulation.

3.5. Test de nodulation

Deux critères, l'infectivité (la capacité à former des nodules) et l'efficacité (Capacité à fixer l'azote), sont fréquemment pris en compte pour évaluer la relation écologique et évolutive qui existe entre les rhizobia et l'hôte (Brockwell, 1998). Les souches de rhizobia ont tendance à être plus efficaces sur l'hôte à partir duquel elles ont été prises que sur les autres espèces (Nutman, 1965), c'est pour cette raison que nous avons testé les propriétés symbiotiques des souches sur chacune de leur plante hôte à savoir *Trifolium repens*, *Medicago littoralis* et *Melilotus indicus*. Après huit semaines de croissance, les plantes sont déterrées et les racines sont rincées pour éliminer le sable. Le nombre moyen de nodosités formées sur les plants de chaque pot inoculé par chaque souche est utilisé pour apprécier l'infectivité de chaque isolat. Le poids sec moyen des plantes issues du même pot est utilisé pour l'évaluation de l'efficacité. L'ensemble des tests de nodulation sont présents dans le tableau 25 (Fig. 42).

Les résultats obtenus à partir du test de nodulation montrent que 80 souches (30 pour *Trifolium repens*, 32 pour *Medicago littoralis* et 18 pour *Melilotus indicus*) sur les 110 souches testées ont renodulé leur propre plante hôte après.

L'infectivité des souches est un critère clé dans l'authentification des rhizobia (Ouarts et al., 2011), C'est pour cette raison que nous avons sélectionné les souches renodulantes pour la suite de l'étude. Les autres souches qui n'ont pas réinfecté leur plante hôte n'ont pas été conservées mais il est utile de rappeler que chez la majorité des rhizobia les gènes symbiotiques nécessaires à l'infection sont portés sur des plasmides qui peuvent être perdus (Zhang et al., 2001).

3.5.1. Infectivité

Les isolats de la série *Medicago littoralis* ont induit la formation d'un nombre de nodules qui varie entre 0 et 22 nodules/plant (Tab. 25), (Fig. 43, 44 et 45)

Nous remarquons que 50 % des isolats montre un taux de nodulation inférieur de 5 nodules/plant.

Les isolats de la série *Melilotus indicus* ont induit la formation d'un nombre de nodules qui varie entre 3 et 23 nodules par plant, 30 % ont un taux supérieur à 12 nodules/plant.

Les isolats de la série *Trifolium repens* ont induit la formation d'un nombre de nodules qui varie entre 2 et 12 nodules par plant avec 40 % ayant un taux inférieur à 5 nodules/plant (Tab. 25).

En comparant ces résultats avec ceux observés au cours de la récolte des plantes sauvages (à partir du sol du lac Fetzara), nous notons que le taux de nodulation présenté par les isolats sous conditions de culture en pot est moins important que celui *in natura*.

La nature du substrat utilisé (sable) est un facteur qui peut expliquer la faible infectivité observée chez nos isolats par rapport aux plantes récoltées pour l'isolement des souches (Jebara *et al.* 2001). Cette différence peut être aussi due aux conditions de culture des plantes en pots ou en hydroponie qui semble être limitée par le volume réduit exploré par l'appareil racinaire.

Nous remarquons que le nombre de nodules formés par les isolats de la série *Melilotus indicus* est plus élevé que celui des isolats de la série *Médicago littoralis* ou *trifolium repens*. Cette dernière série comporte le nombre le plus faible de nodules.

Le nombre moyen de nodules produit dans cette étude se rapproche de celui obtenu dans d'autres études pour ce genre d'espèces mis à part ceux de *trifolium repens* où on a observé un taux bien supérieur (Zerhum, 2006, Baba arbi, 2015 et Cheriet, 2015).

Selon Belay et Assefa (2011), la variation du nombre de nodules peut être due à une faible densité de rhizobium (inoculum) ou bien à l'incompatibilité des souches ou aux facteurs édaphiques qui influencent leur efficacité.

L'infectivité est une caractéristique très recherchée et place les isolats S2M1.1, S2M4.2, S5M4.1, S6L3.2 et S6L2.1 comme meilleurs candidats pour des études plus poussées en vue de leur usage comme biofertilisants.

3.5.2. Efficience

De nombreuses études ont montré que le poids sec est un bon indicateur de l'efficacité de la souche de rhizobium, car il existe une relation entre la production de matière sèche et la capacité des légumineuses à fixer l'azote (Somasegaran & Hoben, 1994 ; Sorwil & Mytton, 1986 ; Peples *et al.*, 2002).

Les plantes inoculées ont montré des effets significatifs en poids sec des parties aériennes en comparaison avec le témoin.

La réponse des plantes à l'inoculation montre différentes efficacités. L'augmentation du poids de la matière sèche de la partie aérienne des plants inoculés par nos isolats a dépassé celui des plants non inoculés (T0) sauf pour les souches S2L3.1 et S3M3.2.

Pour chaque isolat, l'effet de l'inoculation a été estimé par la détermination de l'indice relatif (tableau 25).

Le poids sec moyen de la partie aérienne allait de 15 à 42 mg pour les isolats de la série *Melilotus indicus* avec le plus haut poids sec enregistré pour la souche S5L3 (47mg) (3,61 comme indice relatif).

Entre 10 et 25 mg en moyenne pour la série de *Trifolium repens* néanmoins on note une bonne proportion en poids sec de l'ordre de 29 mg pour la souche S3T4.1 (2,23 comme indice relatif)

Concernant les souches de la série *Medicago littoralis* nous avons noté que S2M1.1 était la souche la plus effective avec un poids sec de l'ordre de 51 mg, le poids moyen de cette série est compris entre 15 et 30mg.

Ces valeurs de la biomasse des parties aériennes sont équivalentes à celles obtenues par Cheriet (2015) chez des plants de *Medicago littoralis* dans les mêmes conditions de culture en pot.

Le nombre de nodules n'est pas vraiment proportionnel avec le poids sec des parties aériennes, certaines souches comme par exemple la souche S4T5.1 peuvent avoir peu de nodules mais l'indice relatif est importante.

La réussite de la symbiose rhizobia/ légumineuse dépend de l'efficacité de cette même souche vis-à-vis de son hôte. Ainsi, certaines bactéries induisent peu de nodules effectifs sur le système racinaire de leur plante hôte comparé à d'autres souches infectives mais qui induisent un grand nombre de nodules rudimentaires chez leur hôte. Dans la littérature, cet exemple est bien illustré chez *Medicago polymorpha* qui présente une meilleure réponse à l'inoculation par *Ensifer medicae* qu'avec *Ensifer meliloti* qui induit la formation de plus de nodules mais moins efficaces (Rome *et al.*, 1996 ; Merabet, 2007).

D'après l'étude de l'infectivité et de l'efficacité symbiotique, nous pouvons déterminer les souches qui représentent le meilleur pouvoir fixateur d'azote, cette étude place les souches de la série de *Melilotus indicus* comme les plus efficaces. Mais les isolats les plus efficaces sont issus des deux séries *Melilotus indicus* et *Medicago littoralis* à savoir : S2M4.2, S5M4.1, S2L3.1 et S6L2.2.

Tableau 25. Le test de nodulation en pot pour les isolats de *Melilotus indicus*, *Medicago littoralis* et *Trifolium repens*.

| Isolats | Nombre moyen de nodosités/plant | Poids sec moyen de la partie aérienne (mg) | Aspect des nodosités | Indice relatif | Infectivité et effectivité |
|-------------------------------|---------------------------------|--|-----------------------|----------------|-----------------------------------|
| T₀ médicago | 0,00 | 12 | Aucun nodule | - | Nod ⁻ Fix ⁻ |
| S2M1.1 | 2 | 14 | Dét et Indét Bl | 1,16 | Nod ⁺ Fix ⁺ |
| S1M2.3 | 2 | 10 | Dét et Indét Bl | 0,83 | Nod ⁺ Fix ⁺ |
| S2M2.2 | 3 | 17 | Dét et Indét RS et Bl | 1,41 | Nod ⁺ Fix ⁺ |
| S1M1.1 | 4 | 14 | Dét et Indét RS et Bl | 1,16 | Nod ⁺ Fix ⁺ |
| S6M3.3 | 3 | 17 | Dét et Indét RS et Bl | 1,41 | Nod ⁺ Fix ⁺ |
| S1M4.1' | 13 | 23 | Dét et Indét RS et Bl | 1,91 | Nod ⁺ Fix ⁺ |
| S1M1.2 | 13 | 29 | Dét et Indét RS et Bl | 2,07 | Nod ⁺ Fix ⁺ |
| S1M4.1 | 2 | 10 | Dét et Indét Bl | 0,83 | Nod ⁺ Fix ⁺ |
| S1M4.2 | 2 | 10 | Dét et Indét Bl | 0,83 | Nod ⁺ Fix ⁺ |
| S1M5.1 | 8 | 16 | Dét et Indét RS | 1,33 | Nod ⁺ Fix ⁺ |
| S2M1.1 | 25 | 51 | Dét et Indét RS et Bl | 4,25 | Nod ⁺ Fix ⁺ |
| S2M1.2 | 15 | 25 | Dét et Indét RS et Bl | 2,08 | Nod ⁺ Fix ⁺ |
| S2M2.1 | 7 | 25 | Dét et Indét RS | 2,08 | Nod ⁺ Fix ⁺ |
| S2M2.3 | 3 | 15 | Dét et Indét RS et Bl | 1,25 | Nod ⁺ Fix ⁺ |
| S2M3 | 5 | 27 | Dét et Indét RS et Bl | 2,25 | Nod ⁺ Fix ⁺ |
| S3M2.1' | 5 | 16 | Dét et Indét RS et Bl | 1,33 | Nod ⁺ Fix ⁺ |
| S2M4.2 | 28 | 51 | Dét et Indét RS et Bl | 4,25 | Nod ⁺ Fix ⁺ |
| S6M3.1 | 10 | 37 | Dét et Indét RS | 3,08 | Nod ⁺ Fix ⁺ |
| S2M5.2 | 2 | 12 | Dét et Indét RS et Bl | 1 | Nod ⁺ Fix ⁺ |
| S3M1.1 | 14 | 42 | Dét et Indét RS | 3,5 | Nod ⁺ Fix ⁺ |
| S3M1.2 | 10 | 21 | Dét et Indét RS et Bl | 1,75 | Nod ⁺ Fix ⁺ |
| S3M3.1 | 3 | 13 | Dét et Indét Bl | 1,08 | Nod ⁺ Fix ⁺ |
| S3M3.2 | 2 | 09 | Dét et Indét RS et Bl | 0,75 | Nod ⁺ Fix ⁺ |
| S4M1.2 | 5 | 25 | Dét et Indét RS et Bl | 2,08 | Nod ⁺ Fix ⁺ |
| S5M5.3 | 15 | 24 | Dét et Indét RS et Bl | 2,00 | Nod ⁺ Fix ⁺ |
| S6M4 | 7 | 30,5 | Dét et Indét RS | 2,54 | Nod ⁺ Fix ⁺ |
| S4M1.1 | 13 | 20 | Dét et Indét RS | 1,66 | Nod ⁺ Fix ⁺ |
| S5M4.1 | 23 | 43 | Dét et Indét RS | 3,58 | Nod ⁺ Fix ⁺ |
| S5M2.2 | 3 | 16 | Dét RS et Bl | 1,33 | Nod ⁺ Fix ⁺ |
| S5M3.1 | 22 | 34 | Dét et Indét RS | 2,83 | Nod ⁺ Fix ⁺ |
| S4M2.1 | 8 | 32,3 | Dét et Indét RS | 2,69 | Nod ⁺ Fix ⁺ |
| S6M2 | 2 | 16 | Dét et Indét RS et Bl | 1,33 | Nod ⁺ Fix ⁺ |
| T₀ trefle | 0 | 13 | Aucun nodule | - | Nod ⁻ Fix ⁻ |
| S2T3 | 10 | 18 | Dét et RS | 1,38 | Nod ⁺ Fix ⁺ |
| S3T2.2 | 10 | 19 | Dét et Indét RS | 1,46 | Nod ⁺ Fix ⁺ |
| S4T1.2 | 2 | 10 | Dét et Indét Bl | 0,76 | Nod ⁺ Fix ⁺ |
| S3T4.1 | 5 | 29 | Dét et Indét RS et Bl | 2,23 | Nod ⁺ Fix ⁺ |
| S4T3 | 3 | 14 | Dét et Indét Bl | 1,07 | Nod ⁺ Fix ⁺ |
| S1T2 | 5 | 19 | Dét et Indét RS et Bl | 1,46 | Nod ⁺ Fix ⁺ |
| S2T2.1 | 6 | 21,5 | Dét et Indét RS et Bl | 1,65 | Nod ⁺ Fix ⁺ |
| S2T4.1 | 5 | 18 | Dét et Indét RS et Bl | 1,38 | Nod ⁺ Fix ⁺ |

| | | | | | |
|--------------------|----|------|-----------------------|------|-----------------------------------|
| S2T5.1 | 5 | 17 | Dét et Indét RS et Bl | 1,30 | Nod ⁺ Fix ⁺ |
| S3T1.2 | 5 | 28 | Dét et Indét RS et Bl | 2,2 | Nod ⁺ Fix ⁺ |
| S3T3.1 | 5 | 24 | Dét et Indét RS et Bl | 1,84 | Nod ⁺ Fix ⁺ |
| S3T1.1 | 7 | 14 | Dét et Indét RS et Bl | 1,07 | Nod ⁺ Fix ⁺ |
| S3T4.2 | 7 | 24 | Dét et Indét RS et Bl | 1,84 | Nod ⁺ Fix ⁺ |
| S1T5.1 | 6 | 21 | Dét et Indét RS et Bl | 1,61 | Nod ⁺ Fix ⁺ |
| S4T1.1 | 6 | 13 | Dét et Indét Bl | 1 | Nod ⁺ Fix ⁺ |
| S6T2.2 | 3 | 22 | Dét et Indét Bl | 1,69 | Nod ⁺ Fix ⁺ |
| S6T3.3 | 3 | 24 | Dét et Indét RS | 1,84 | Nod ⁺ Fix ⁺ |
| S4T2.2 | 5 | 22 | Dét et Indét RS et Bl | 1,69 | Nod ⁺ Fix ⁺ |
| S4T4.2 | 10 | 32 | Dét et Indét RS et Bl | 2,46 | Nod ⁺ Fix ⁺ |
| S4T1.3 | 8 | 13 | Dét et Indét Bl | 1 | Nod ⁺ Fix ⁺ |
| S4T1.2 | 10 | 13 | Dét et Bl | 1 | Nod ⁺ Fix ⁺ |
| S5T1.1 | 12 | 34 | Dét et Indét RS et Bl | 2,61 | Nod ⁺ Fix ⁺ |
| S6T4.2 | 7 | 14 | Dét et Indét RS et Bl | 1,07 | Nod ⁺ Fix ⁺ |
| S4T5.1 | 6 | 29 | Dét et Indét RS | 2,23 | Nod ⁺ Fix ⁺ |
| S4T3.1 | 8 | 22 | Dét et Indét RS et Bl | 1,69 | Nod ⁺ Fix ⁺ |
| S6T3.4 | 10 | 36 | Dét et Indét RS et Bl | 2,76 | Nod ⁺ Fix ⁺ |
| S6T2.2 | 10 | 35 | Dét et Indét RS | 2,84 | Nod ⁺ Fix ⁺ |
| S5T4.3 | 3 | 15 | Dét et Indét RS et Bl | 1,15 | Nod ⁺ Fix ⁺ |
| S6T1.1 | 3 | 13 | Dét et Indét Bl | 1 | Nod ⁺ Fix ⁺ |
| S6T4.1 | 8 | 16 | Dét RS et Bl | 1,23 | Nod ⁺ Fix ⁺ |
| T ₀ Mel | 0 | 13 | Aucun nodule | - | Nod ⁺ Fix ⁻ |
| S2L3.1 | 9 | 42 | Dét et Indét RS et Bl | 3,23 | Nod ⁺ Fix ⁺ |
| S3L1.2 | 5 | 10 | Indét RS | 0,76 | Nod ⁺ Fix ⁺ |
| S2L1.3 | 7 | 23 | Dét et Indét RS et Bl | 1,76 | Nod ⁺ Fix ⁺ |
| S3L7.1 | 12 | 16 | Dét et Indét RS et Bl | 1,23 | Nod ⁺ Fix ⁺ |
| S2L1.1 | 3 | 15 | Dét et Indét RS et Bl | 1,15 | Nod ⁺ Fix ⁺ |
| S5L3 | 17 | 47 | Dét et Indét RS | 3,61 | Nod ⁺ Fix ⁺ |
| S3L3.1 | 2 | 22 | Dét RS et Bl | 1,69 | Nod ⁺ Fix ⁺ |
| S3L5.1 | 18 | 28 | Dét et Indét RS et Bl | 2,15 | Nod ⁺ Fix ⁺ |
| S3L3.1 | 8 | 18 | Dét et Indét RS et Bl | 1,38 | Nod ⁺ Fix ⁺ |
| S6L4.1 | 11 | 24 | Dét et Indét RS et Bl | 1,84 | Nod ⁺ Fix ⁺ |
| S6L2.1 | 22 | 49 | Dét et Indét RS et Bl | 3,76 | Nod ⁺ Fix ⁺ |
| S4L1.1 | 17 | 23 | Dét et Indét RS et Bl | 1,76 | Nod ⁺ Fix ⁺ |
| S4L2.4 | 13 | 27,6 | Dét RS et Bl | 2,12 | Nod ⁺ Fix ⁺ |
| S5L3.1 | 15 | 15,6 | Dét et Indét RS | 1,2 | Nod ⁺ Fix ⁺ |
| S6L3.2 | 13 | 25,5 | Dét RS et Bl | 1,96 | Nod ⁺ Fix ⁺ |
| S6L2.2 | 23 | 39,6 | Dét et Indét RS | 3,04 | Nod ⁺ Fix ⁺ |
| S6L1 | 20 | 33,3 | Dét et Indét RS | 2,56 | Nod ⁺ Fix ⁺ |
| S5L4.2 | 13 | 20 | Dét et Indét RS | 1,53 | Nod ⁺ Fix ⁺ |

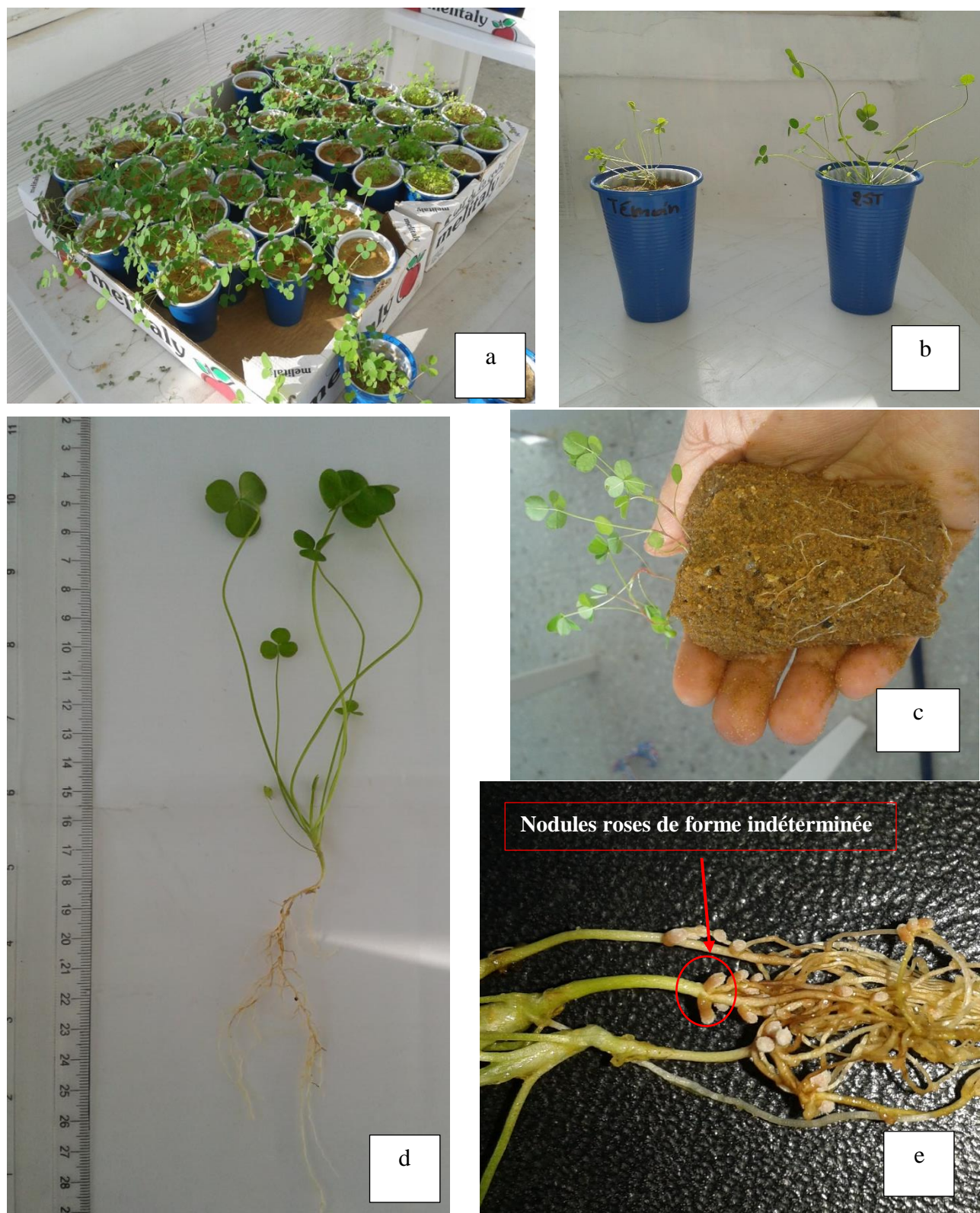


Figure 42 : Photos du test de nodulation en pot.

a : plants inoculés après six semaines, **b :** Différence entre un plant de trèfle inoculé et un autre non inoculé, **c :** Dépotage après six à huit semaines, **d et e :** aspect des plants nettoyés présentant des nodules sur leurs racines.

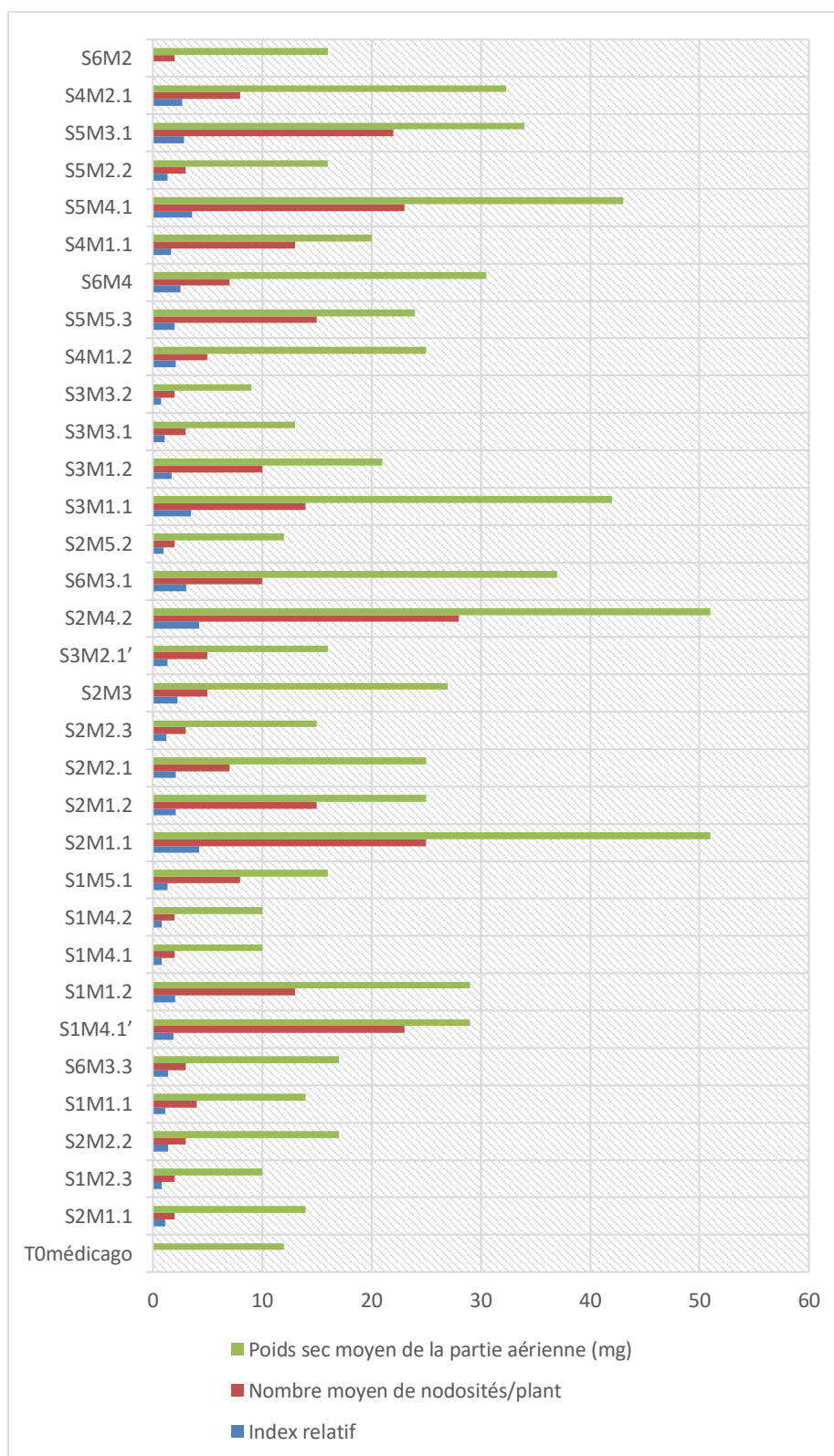


Figure 43 : Infectivité, effectivité et index relatif des isolats nodulant *Medicago littoralis* Rohde ex Loisel. autour du lac Fetzara

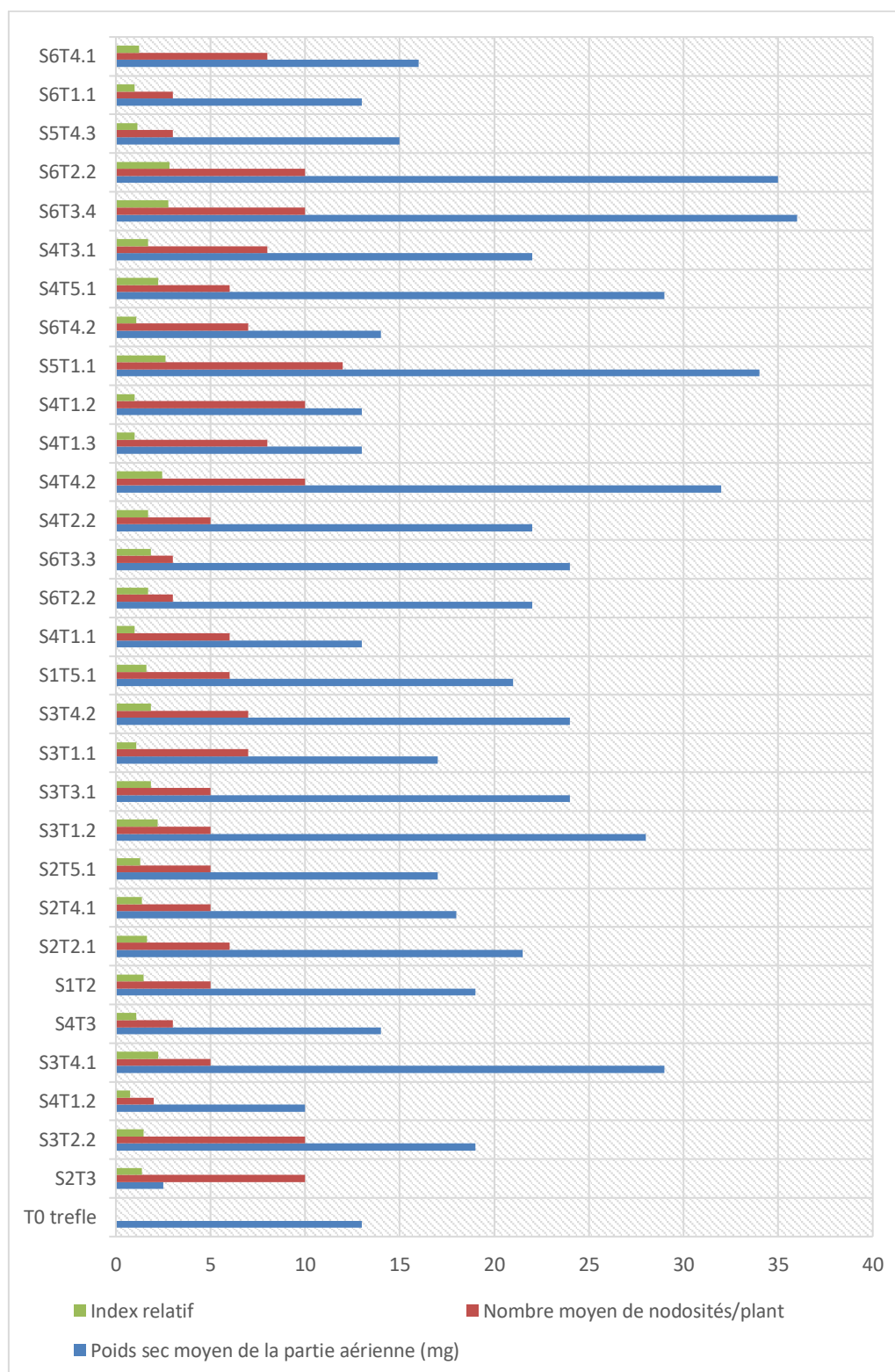


Figure 44 : Infectivité, efficacité et index relatif des isolats nodulant *Trifolium repens* L. autour du lac Fetzara

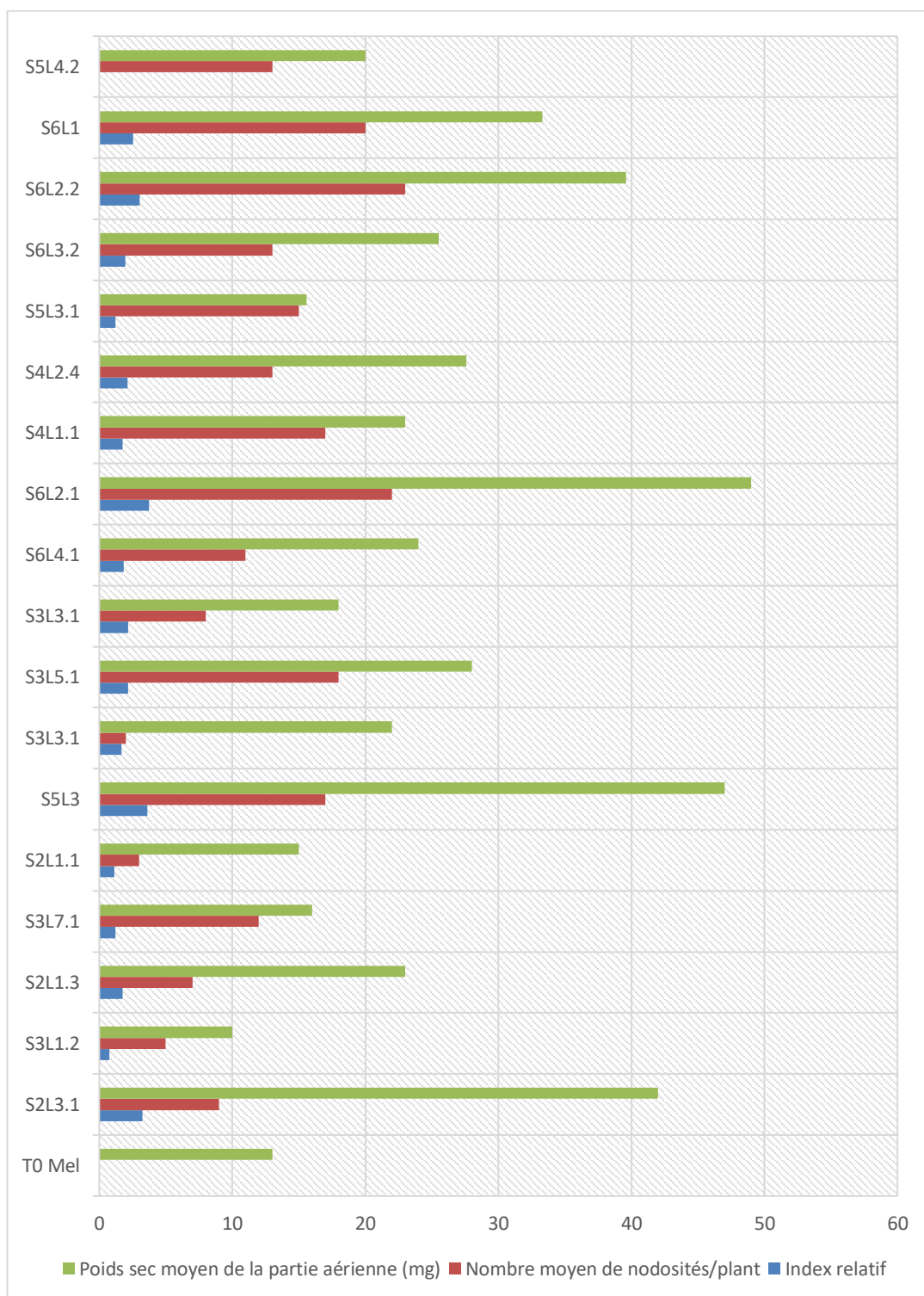


Figure 45 : Infectivité, efficacité et index relatif des isolats nodulant *Melilotus indicus* (L.) All. autour du lac Fetzara

3.6. Caractères phénotypiques

3.6.1. Tests biochimiques

3.6.1.1. Recherche de la catalase et de l'oxydase

Nous notons que les isolats étudiés sont tous catalase et oxydase positives (figure 46, tableau 26). Les caractères ainsi obtenus sont ceux des rhizobia. En effet, Jordan (1984) rapporte que les rhizobia sont des bactéries à catalase positive, oxydase positive et Gram négatif.

La catalase est un enzyme qui joue un rôle majeur dans la protection de l'organisme contre les radicaux libres toxiques qui sont générés en particulier sous stress environnementaux. Ces résultats sont en accord avec ceux obtenus précédemment entre autres Kravchenko *et al.*, (2004); Bumunang et Babalola (2014).

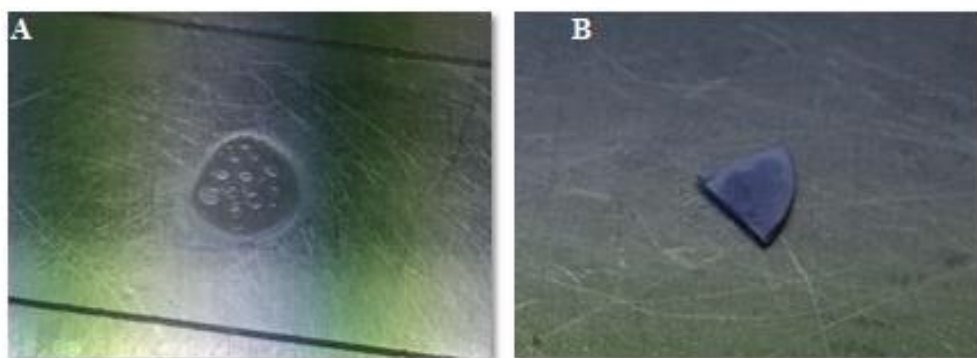


Figure 46 : a. Réaction positive de catalase: effervescence en contact avec l'H₂O₂ (catalase +) b. Oxydation du réactif incolore (la NN-DPD)(Oxydase +)

3.6.1.2. Hydrolyse de l'urée et recherche de la lipase

- Pour la mise en évidence de la réaction d'hydrolyse de l'urée par les rhizobia, le rouge de phénol a été additionné au milieu YEM comme indicateur de variation du pH (Jarvis *et al.*, 1977). Sa présence se manifeste par une alcalinisation du milieu (production de NH₃).

Les résultats ont montré que 96,25 % des isolats testées peuvent hydrolyser l'urée.

Les *Rhizobium* à croissance rapide dans leur majorité sont uréase positives (Sadowsky *et al* 1983).

Une certaine variation en termes d'hydrolyse a été notée chez les souches de rhizobia issues des nodules d'une même espèce.

- Les résultats de la mise en évidence de la lipase (milieu à base de Tween 80) des souches de rhizobia isolées affiche un résultat positif de l'ordre de 75 %. Les colonies des microorganismes producteurs de lipases apparaissent entourées d'un halo opaque dû à la formation de cristaux de sel de calcium. Les détails pour chaque espèce sont dans le tableau 26.

Tableau 26. Résultats des tests biochimiques : catalase, oxydase, lipase et hydrolyse de l'urée

| Isolats | Catalase | Oxydase | Lipase | Hydrolyse de l'urée |
|---------|----------|---------|--------|---------------------|
| S2M1.1 | + | + | + | + |
| S1M2.3 | + | + | + | + |
| S2M2.2 | + | + | + | + |
| S1M1.1 | + | + | - | + |
| S6M3.3 | + | + | + | - |
| S1M4.1' | + | + | + | + |
| S1M1.2 | + | + | - | + |
| S1M4.1 | + | + | + | + |
| S1M4.2 | + | + | + | + |
| S1M5.1 | + | + | + | + |
| S2M1.1 | + | + | + | + |
| S2M1.2 | + | + | + | + |
| S2M2.1 | + | + | + | + |
| S2M2.3 | + | + | + | + |
| S2M3 | + | + | - | + |
| S3M2.1' | + | + | + | + |
| S2M4.2 | + | + | - | + |
| S6M3.1 | + | + | + | + |
| S2M5.2 | + | + | + | + |
| S3M1.1 | + | + | + | + |
| S3M1.2 | + | + | + | + |
| S3M3.1 | + | + | - | + |
| S3M3.2 | + | + | + | + |
| S4M1.2 | + | + | + | + |
| S5M5.3 | + | + | - | + |
| S6M4 | + | + | + | + |
| S4M1.1 | + | + | + | + |
| S5M4.1 | + | + | + | + |
| S5M2.2 | + | + | + | + |
| S5M3.1 | + | + | + | - |
| S4M2.1 | + | + | - | + |
| S6M2 | + | + | + | + |
| S2T3 | + | + | + | + |
| S3T2.2 | + | + | - | + |
| S4T1.2 | + | + | + | + |
| S3T4.1 | + | + | + | + |
| S4T3 | + | + | + | + |
| S1T2 | + | + | + | + |
| S2T2.1 | + | + | + | + |
| S2T4.1 | + | + | + | + |
| S2T5.1 | + | + | - | + |
| S3T1.2 | + | + | + | + |
| S3T3.1 | + | + | - | + |
| S3T1.1 | + | + | + | + |
| S3T4.2 | + | + | + | + |
| S1T5.1 | + | + | + | + |
| S4T1.1 | + | + | + | + |
| S6T2.2 | + | + | - | + |
| S6T3.3 | + | + | + | + |
| S4T2.2 | + | + | + | + |
| S4T4.2 | + | + | + | + |

| | | | | |
|--------|---|---|---|---|
| S4T1.3 | + | + | + | + |
| S4T1.2 | + | + | + | + |
| S5T1.1 | + | + | - | + |
| S6T4.2 | + | + | + | + |
| S4T5.1 | + | + | + | + |
| S4T3.1 | + | + | - | + |
| S6T3.4 | + | + | + | + |
| S6T2.2 | + | + | + | + |
| S5T4.3 | + | + | - | + |
| S6T1.1 | + | + | + | - |
| S6T4.1 | + | + | + | + |
| S2L3.1 | + | + | - | + |
| S3L1.2 | + | + | + | + |
| S2L1.3 | + | + | + | + |
| S3L7.1 | + | + | - | + |
| S2L1.1 | + | + | + | + |
| S5L3 | + | + | + | + |
| S3L3.1 | + | + | - | + |
| S3L5.1 | + | + | + | + |
| S3L3.1 | + | + | + | + |
| S6L4.1 | + | + | + | + |
| S6L2.1 | + | + | - | + |
| S4L1.1 | + | + | + | + |
| S4L2.4 | + | + | + | + |
| S5L3.1 | + | + | + | + |
| S6L3.2 | + | + | + | + |
| S6L2.2 | + | + | + | + |
| S6L1 | + | + | - | + |
| S5L4.2 | + | + | + | + |

- : réaction négative, + : réaction positive.

3.6.1.3. Tests nutritionnels : Assimilation des sucres

Ce test a été utilisé afin d'évaluer l'aptitude des souches à assimiler chacun des substrats comme seule source de carbone à savoir le glucose, le saccharose, le lactose, le fructose et le maltose.

Les résultats ont montré que quasiment toutes les souches ont assimilé avec une bonne appréciation de croissances (2+ et 3+) les sucres utilisés (Fig. 47). Le tableau 27 résume les résultats obtenus et montre que les rhizobia issues des différentes espèces ont des réponses assez semblables.

Pour les rhizobia de la série *Medicago littoralis* c'est le maltose et fructose qui sont les mieux assimilés. La souche S2M5.1 n'a pas assimilé le saccharose. 15,62 % des bactéries de cette série n'assimilent pas également le glucose.

Pour les rhizobia de la série *Trifolium repens* les sucres les mieux assimilés sont le saccharose et le lactose, le glucose est le moins bien assimilés (pas de croissance observées pour 6 bactéries).

Les souches de la série *Melilotus indicus* dans l'ensemble assimilent bien tous les sucres, seules les bactéries S6L4.1, S6L1 n'assimilent pas le glucose et S5L4.2 n'assimile pas le lactose.

Selon Graham et Parker (1964) les rhizobiums à croissance rapide utilisent en général une large gamme de carbohydrates comme source de carbone par rapport aux rhizobiums à croissance lente. Les rhizobiums à croissance rapide ont la capacité de produire l'enzyme NADP-6phosphogluconate déshydrogénase qui leur permet d'utiliser une large gamme de sucre par contre les rhizobiums à croissance lente, n'ayant pas cette enzyme donc, n'assimilent que quelques substrats carbonés.

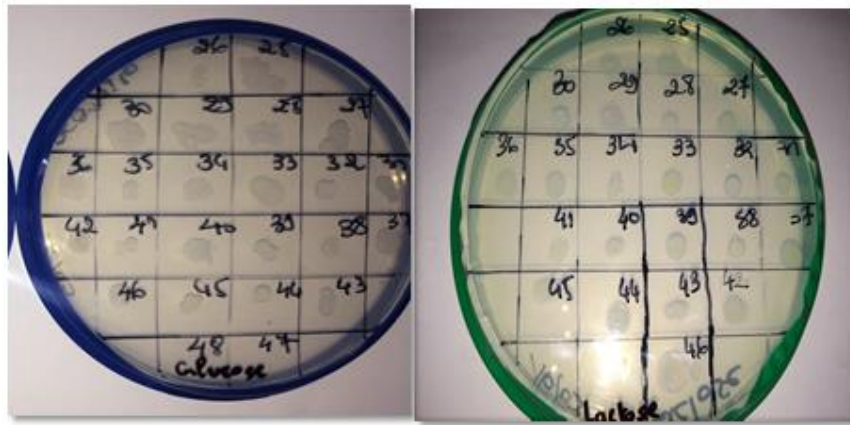


Figure 47 : Assimilation des sucres par les isolats des espèces étudiées

Tableau 27. Résultats d'assimilation de substrats carbonés par les souches

| Isolats | Glucose | Saccharose | Lactose | Maltose | Fructose |
|---------|---------|------------|---------|---------|----------|
| S2M1.1 | 2+ | 2+ | 2+ | + | + |
| S1M2.3 | 2+ | 2+ | + | + | 2+ |
| S2M2.2 | 2+ | 3+ | 2+ | 2+ | + |
| S1M1.1 | 3+ | 3+ | 3+ | 3+ | 3+ |
| S6M3.3 | + | 2+ | + | 3+ | + |
| S1M4.1' | 2+ | 3+ | 2+ | - | + |
| S1M1.2 | 3+ | 3+ | 2+ | 2+ | 2+ |
| S1M4.1 | - | 2+ | 2+ | - | + |
| S1M4.2 | - | + | + | - | 2+ |
| S1M5.1 | + | 2+ | 2+ | + | + |
| S2M1.1 | 2+ | 2+ | 2+ | + | 2+ |
| S2M1.2 | + | + | + | + | + |
| S2M2.1 | + | 2+ | 2+ | 2+ | + |
| S2M2.3 | + | 2+ | + | + | + |
| S2M3 | + | + | 2+ | 2+ | + |
| S3M2.1' | - | + | + | + | + |
| S2M4.2 | + | 2+ | 2+ | + | + |
| S6M3.1 | + | + | + | + | + |
| S2M5.2 | 2+ | 2+ | 3+ | 2+ | 2+ |
| S3M1.1 | 2+ | 3+ | + | + | + |
| S3M1.2 | - | + | + | + | + |
| S3M3.1 | + | 2+ | + | 2+ | + |
| S3M3.2 | + | 2+ | + | + | + |
| S4M1.2 | 2+ | + | 2+ | + | + |
| S5M5.3 | - | 2+ | + | + | + |
| S6M4 | + | 2+ | 2+ | 3+ | + |
| S4M1.1 | + | + | 2+ | 3+ | 2+ |

| | | | | | |
|--------|----|----|----|----|----|
| S5M4.1 | + | 2+ | 2+ | 2+ | 3+ |
| S5M2.2 | + | 2+ | 3+ | + | 2+ |
| S5M3.1 | + | 2+ | 2+ | 3+ | 2+ |
| S4M2.1 | + | + | 2+ | 2+ | + |
| S6M2 | + | 2+ | 2+ | 2+ | 2+ |
| S2T3 | + | + | + | + | + |
| S3T2.2 | + | 2+ | + | + | + |
| S4T1.2 | + | + | + | + | + |
| S3T4.1 | 2+ | 2+ | 2+ | 2+ | + |
| S4T3 | + | + | + | + | + |
| S1T2 | + | + | + | + | + |
| S2T2.1 | 2+ | 2+ | 2+ | 2+ | 2+ |
| S2T4.1 | + | + | + | + | + |
| S2T5.1 | + | + | + | + | + |
| S3T1.2 | 2+ | + | 2+ | 2+ | + |
| S3T3.1 | - | 2+ | + | 2+ | - |
| S3T1.1 | - | + | + | + | - |
| S3T4.2 | 2+ | 3+ | 2+ | 2+ | 2+ |
| S1T5.1 | + | + | + | + | + |
| S4T1.1 | + | 2+ | 2+ | 2+ | 2+ |
| S6T2.2 | 2+ | 2+ | 2+ | 2+ | 2+ |
| S6T3.3 | + | + | 2+ | 2+ | + |
| S4T2.2 | 2+ | 2 | 2+ | 2+ | 2+ |
| S4T4.2 | + | + | + | + | + |
| S4T1.3 | - | + | + | + | + |
| S4T1.2 | + | + | + | + | + |
| S5T1.1 | + | + | + | + | + |
| S6T4.2 | - | + | + | + | - |
| S4T5.1 | 2+ | 2+ | 3+ | 2+ | 2+ |
| S4T3.1 | + | 2+ | 2+ | 2+ | 2+ |
| S6T3.4 | + | + | 2+ | + | + |
| S6T2.2 | 2+ | 2+ | 2+ | 2+ | 2+ |
| S5T4.3 | 2+ | 2+ | 2+ | 2+ | 2+ |
| S6T1.1 | 3+ | 2+ | 2+ | 2+ | 2+ |
| S6T4.1 | 2+ | 2+ | 2+ | 2+ | 2+ |
| S2L3.1 | 2+ | 3+ | 2+ | + | + |
| S3L1.2 | + | + | + | + | + |
| S2L1.3 | 2+ | 2+ | + | 2+ | 2+ |
| S3L7.1 | + | + | 2+ | - | + |
| S2L1.1 | + | + | 2+ | + | 2+ |
| S5L3 | 2+ | 2+ | 2+ | 2+ | 3+ |
| S3L3.1 | + | 2+ | 2+ | + | 2+ |
| S3L5.1 | 2+ | + | + | 2+ | 2+ |
| S3L3.1 | + | 2+ | + | + | 2+ |
| S6L4.1 | + | 2+ | 3+ | - | + |
| S6L2.1 | - | 2+ | + | + | + |
| S4L1.1 | + | 2+ | + | 2+ | + |
| S4L2.4 | 2+ | + | + | 2+ | + |
| S5L3.1 | + | + | 2+ | 2+ | + |
| S6L3.2 | 2+ | 2+ | + | + | + |
| S6L2.2 | 2+ | 3+ | 2+ | 3+ | 2+ |
| S6L1 | + | 2+ | + | + | + |
| S5L4.2 | + | 2+ | 2+ | + | 2+ |

- : pas de croissance, + : légère croissance, 2+ : bonne croissance, 3+ : très bonne croissance.

3.6.2. Tolérance aux stress abiotiques

3.6.2.1. Tolérance au sel (Na Cl)

Parmi les facteurs environnementaux, la salinité constitue la contrainte majeure limitant le développement et la productivité des plantes cultivées. Environ 40% de la surface terrestre fait face au stress salin (Cordovilla *et al.*, 1994). Ce dernier affecte la croissance et la persistance des souches rhizobiennes dans le sol (El Sheikh & wood, 1989). Ce test est réalisé pour évaluer la croissance des isolats en présence de différentes molarités de NaCl de 0 à 1,2 Mm. Les résultats de ce test résumés dans le tableau 28 et illustrés par la figure 48 fait ressortir les faits suivants :

- à 0,8Mm de NaCl les isolats de *Medico littoralis* peuvent croître avec un taux de 68,75%, ceux de *Melilotus indicus* avec un taux de 88,88% et ceux de *Trifolium repens* avec un taux de 73,33%
- à 1 Mm de NaCl=1 les isolats de *Medico littoralis* peuvent croître avec un taux de 43,75%, ceux de *Melilotus indicus* avec un taux de 66,66 % et ceux de *Trifolium repens* avec un taux de 50%.
- à 1,2 Mm de NaCl les isolats de *Medico littoralis* peuvent croître avec un taux de 18,75%, ceux de *Melilotus indicus* avec un taux de 22,22 % et ceux de *Trifolium repens* avec un taux de 27,77 %

Plusieurs auteurs ont rapporté que les rhizobia associées aux genres *Medicago* et *Melilotus* sont capables de croître en présence de plus de 2 % NaCl (Yan *et al.* 2000; Thami-Alami *et al.* 2010; Djedidi *et al.*, 2011).

Les cellules des rhizobia exposées aux concentrations élevées de sel accumulent souvent des osmolytes organiques protecteurs tels que les acides aminés comme la proline, la bétaine, le glutamate et d'autres ou des carbohydrates afin de maintenir la turgescence de la cellule (Boncompagni *et al.*, 1999 ; Botsford & Lewis, 1990 ; Bahda *et al.*, 1997 ; Gouffi *et al.*, 1999). Sélectionner des souches osmotolérantes et efficaces afin de produire des inoculums pour des légumineuses reste la meilleure voie pour promouvoir la culture de ces derniers dans les régions atteintes de problèmes de salinité.

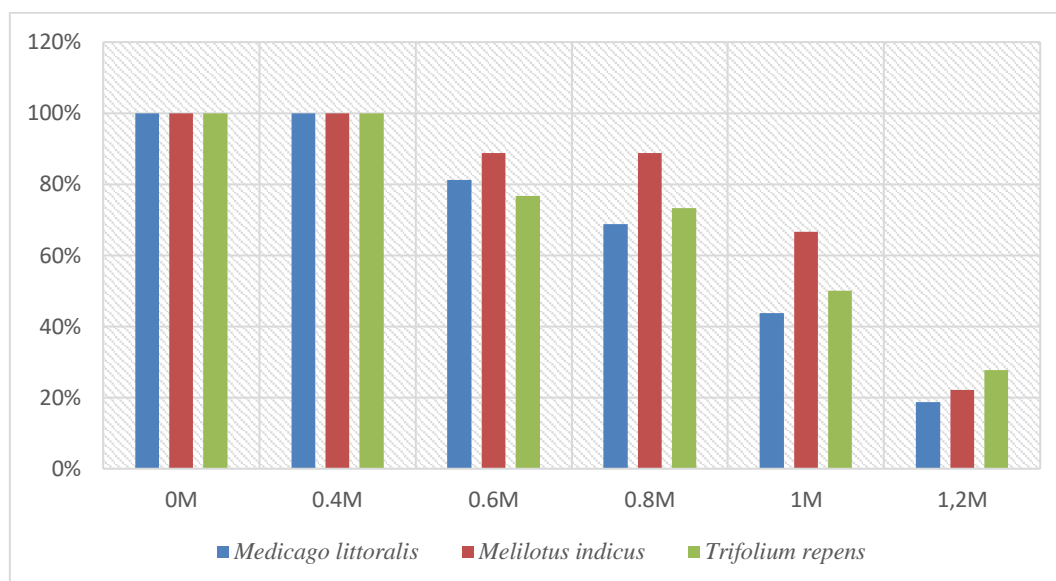


Figure 48 : Tolérance des bactéries à la salinité (NaCl).

3.6.2.2. Effet de la température

La température a une importance majeure dans le métabolisme et la croissance des micro-organismes. En effet, chaque organisme possède une température optimale de croissance. Pour les valeurs en dessus ou en dessous de cette valeur, le taux de croissance décroît rapidement et finit par s'annuler. Les températures extrêmes agissent essentiellement en perturbant les membranes plasmiques, en dénaturant les protéines et les acides nucléiques réduisant la viabilité des cellules (Berry & Foegefing, 1997).

Les résultats résumés dans le tableau 28 montrent que la plupart des isolats sont capables de croître variablement à des températures allant de 4 à 45°C (Fig. 49) et fait ressortir :

- à 4°C les isolats issus des nodules *Medico littoralis* peuvent croître avec un taux de 50%, ceux de *Melilotus indicus* avec un taux de 61,11% et ceux de *Trifolium repens* avec un taux de 63,33%.

- à 45°C les isolats de *Medico littoralis* peuvent croître avec un taux de 71,87%, ceux de *Melilotus indicus* avec un taux de 77,77% et ceux de *Trifolium repens* avec un taux de 63,33%.

- à 50°C les isolats de *Medico littoralis* peuvent croître avec un taux de 28,12%, ceux de *Melilotus indicus* avec un taux de 22,22 % et ceux de *Trifolium repens* avec un taux de 16,66%.

Il faut souligner que l'optimum de réponse se situe entre 25 et 30°C pour l'ensemble des isolats en accord avec le caractère mésophile attribué aux rhizobia.

Nous pouvons déduire que la majorité des isolats présentent une résistance à la température élevée, ce qui indique une certaine adaptation aux conditions du milieu. Cette thermorésistance est probablement liée à la capacité des bactéries à survivre dans des périodes chaudes (Räzänen,

2002). En effet, la zone du lac Fetzara jouit d'un climat méditerranéen où la saison chaude dure plus de trois mois.

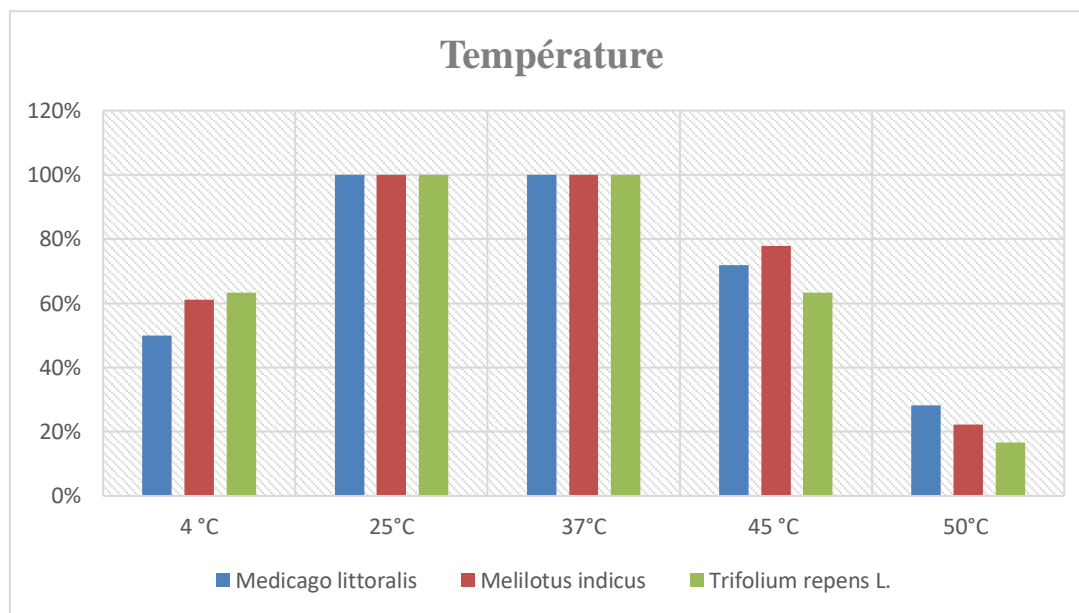


Figure 49 : Effet de la température sur la croissance des bactéries isolées.

3.6.2.3. Croissance à différents pH

Les résultats de la tolérance aux pH acides et alcalins de l'ensemble des souches sont présentés dans le tableau 28. Les pH alcalins sont plus tolérés que les pH acides. Les souches ont pu en grande partie tolérer la grande valeur de pH testée qui est de 11,8.

D'après les données du tableau 28 et la figure 50 nous constatons que :

- au pH 4, les isolats issus des nodules *Medico littoralis* peuvent croître avec un taux de 37,5%, ceux de *Melilotus indicus* avec un taux de 55,55% et ceux de *Trifolium repens* avec un taux de 43,33%.

- au pH 8,8, les isolats de *Medico littoralis* peuvent croître avec un taux de 100%, pareil pour ceux de *Melilotus indicus*, ceux de *Trifolium repens* poussent avec un taux de 93,33%.

- au pH 11,8, les isolats de *Medico littoralis* peuvent croître avec un taux de 42,62%, ceux de *Melilotus indicus* avec un taux de 55,55 % et ceux de *Trifolium repens* avec un taux de 16,66%.

Les rhizobia adoptent des mécanismes différents pour survivre dans les conditions acides du sol (Zahran, 1999). Les mécanismes d'adaptation physiologiques et biochimiques des rhizobiums en milieux acides sont nombreux (O'Hara & Glenn, 1994 ; Graham *et al.*, 1994). Ces mécanismes incluent entre autre l'exclusion et l'expulsion des protons H⁺ (Chen *et al.*, 1993), la forte teneur en potassium et en glutamate du cytoplasme des cellules stressées (Aarons & Graham, 1991) et l'accumulation de polyamines (Fujihara & Yoneyama, 1993). Chez plusieurs bactéries comme *R. leguminosarum* biovar *Trifolii*, ces mécanismes ont été décrits

comme étant une réponse adaptative au pH du milieu (Correa & Barneix, 1997). Donc, la sélection des souches de rhizobia plus tolérantes aux faibles pH permet d'améliorer la tolérance des légumineuses à l'acidité (Correa & Barneix, 1997).

L'alcalinité est moins néfaste pour la survie des Rhizobiums Jordan (1984) a montré que la majorité de ces bactéries peuvent tolérer des pH allant jusqu'à 9, ce qui est le cas de tous nos isolats.

Le pH a un effet sur la nodulation et la fixation d'azote (Graham *et al.*, 1992). L'acidité du sol menace la survie des Rhizobiums et affecte les signaux moléculaires entre les deux partenaires et par conséquent limite la nodulation (Graham *et al.*, 1994, Hungria *et al.*, 2000).

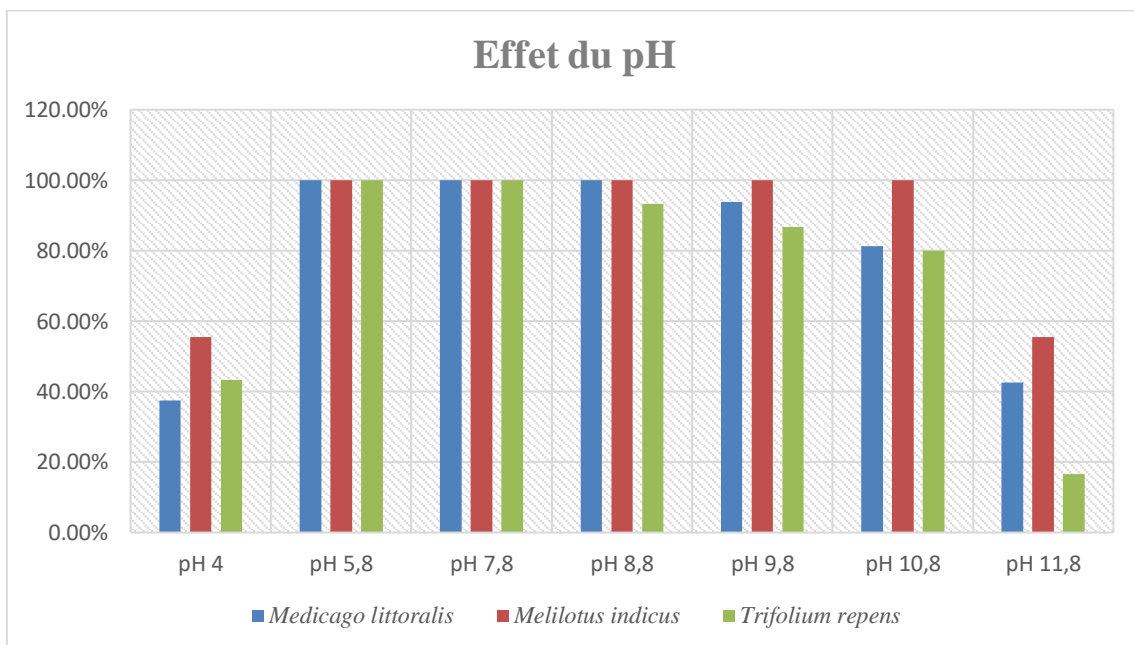


Figure 50 : Effet du pH sur la croissance des bactéries isolées.

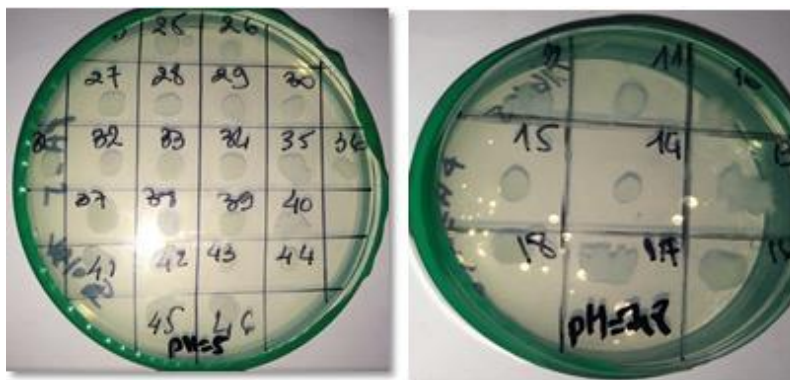


Figure 51 : Photos de l'effet du pH sur la croissance des isolats testés.

Tableau 28. Marge de tolérance des rhizobia nodulant les différentes espèces étudiées à la température, au NaCl et au pH.

| Isolats | Intervalle de croissance à la température | Tolérance à l'NaCl | Intervalle de croissance (pH) |
|---------|---|--------------------|-------------------------------|
| S2M1.1 | 4-45°C | 1 M | 4-11,8 |
| S1M2.3 | 25-37°C | 1,2 M | 5,8-10,8 |
| S2M2.2 | 25-50°C | 0,8 M | 6,8- 9,8 |
| S1M1.1 | 4-45°C | 1 M | 4-11,8 |
| S6M3.3 | 25-37°C | 1,2 M | 5,8-11,8 |
| S1M4.1' | 25-37°C | 0,6 M | 5,8-8,8 |
| S1M1.2 | 25-50°C | 1 M | 5,8- 10,8 |
| S1M4.1 | 25-45°C | 0,8 M | 5,8-10,8 |
| S1M4.2 | 4-50°C | 0,4 M | 4-11,8 |
| S1M5.1 | 25-45°C | 0,6 M | 5,8-10,8 |
| S2M1.1 | 25-45°C | 1 M | 4-11,8 |
| S2M1.2 | 4-50°C | 1 M | 4-9,8 |
| S2M2.1 | 25-50°C | 0,8 M | 4-11,8 |
| S2M2.3 | 25-45°C | 1 M | 5,8-10,8 |
| S2M3 | 25-37°C | 0,8 M | 5,8- 10,8 |
| S3M2.1' | 25-50°C | 0,8 M | 4-10,8 |
| S2M4.2 | 4-45°C | 0,6 M | 5,8-10,8 |
| S6M3.1 | 25-45°C | 1 M | 4-11,8 |
| S2M5.2 | 4-50°C | 0,8 M | 5,8- 11,8 |
| S3M1.1 | 4-37°C | 0,6 M | 4-9,8 |
| S3M1.2 | 25-45°C | 0,4 M | 5,8-9,8 |
| S3M3.1 | 4-50°C | 1,2 M | 5,8-11,8 |
| S3M3.2 | 4-50°C | 0,8 M | 5,8- 10,8 |
| S4M1.2 | 25-45°C | 0,6 M | 5,8-10,8 |
| S5M5.3 | 25-37°C | 0,4 M | 4-8,8 |
| S6M4 | 4-45°C | 1,2 M | 5,8-11,8 |
| S4M1.1 | 4-37°C | 0,8 M | 5,8- 10,8 |
| S5M4.1 | 4-50°C | 0,6 M | 4-11,8 |
| S5M2.2 | 4-45°C | 1,2 M | 5,8-11,8 |
| S5M3.1 | 4-37°C | 1,2 M | 5,8-10,8 |
| S4M2.1 | 4-50°C | 1 M | 5,8- 10,8 |
| S6M2 | 4-45°C | 0,8 M | 4-11,8 |
| S2T3 | 4-50°C | 1,2 M | 5,8-11,8 |
| S3T2.2 | 4-37°C | 0,6 M | 5,8-11,8 |
| S4T1.2 | 25-37°C | 0,6 M | 4- 10,8 |
| S3T4.1 | 4-50°C | 1 M | 4-11,8 |
| S4T3 | 28-37°C | 1 M | 5,8-11,8 |
| S1T2 | 4-45°C | 0,6 M | 5,8-10,8 |
| S2T2.1 | 25-45°C | 1 M | 5,8- 11,8 |
| S2T4.1 | 4-45°C | 1,2 M | 4-11,8 |
| S2T5.1 | 4-45°C | 0,8 M | 4-11,8 |
| S3T1.2 | 4-37°C | 0,8 M | 5,8-11,8 |
| S3T3.1 | 25-37°C | 0,6 M | 5,8- 8,8 |
| S3T1.1 | 4-25°C | 0,4 M | 5,8- 7,8 |
| S3T4.2 | 4- 45°C | 0,6 M | 4-11,8 |
| S1T5.1 | 25- 45°C | 1 M | 4-10,8 |
| S4T1.1 | 4-37°C | 0,8 M | 5,8-9,8 |
| S6T2.2 | 4-45°C | 1,2 M | 4- 11,8 |
| S6T3.3 | 25-50°C | 1,2 M | 4-11,8 |
| S4T2.2 | 4-37°C | 0,8 M | 5,8-11,8 |
| S4T4.2 | 25-37°C | 1 M | 5,8-10,8 |
| S4T1.3 | 25-50°C | 1,2 M | 4- 11,8 |

| | | | |
|--------|----------|-------|-----------|
| S4T1.2 | 4- 45°C | 0,8 M | 4-10,8 |
| S5T1.1 | 25- 45°C | 0,6 M | 5,8-8,8 |
| S6T4.2 | 25-37°C | 0,6 M | 5,8-7,8 |
| S4T5.1 | 25-45°C | 1,2 M | 5,8- 9,8 |
| S4T3.1 | 4- 45°C | 0,8 M | 4-11,8 |
| S6T3.4 | 4-45°C | 1 M | 5,8-10,8 |
| S6T2.2 | 4-50°C | 1,2 M | 4-11,8 |
| S5T4.3 | 4-37°C | 0,8 M | 5,8- 10,8 |
| S6T1.1 | 4-45°C | 1,2 M | 4-11,8 |
| S6T4.1 | 4-45°C | 1,2 M | 5,8-11,8 |
| S2L3.1 | 25-37°C | 1 M | 5,8-10,8 |
| S3L1.2 | 4-45°C | 1,2 M | 4- 11,8 |
| S2L1.3 | 4-50°C | 1,2 M | 5,8-11,8 |
| S3L7.1 | 4-45°C | 1 M | 4-11,8 |
| S2L1.1 | 4-50°C | 1,2 M | 4-10,8 |
| S5L3 | 25-37°C | 1 M | 5,8- 10,8 |
| S3L3.1 | 4-45°C | 0,8 M | 4-10,8 |
| S3L5.1 | 4-45°C | 0,8 M | 5,8-11,8 |
| S3L3.1 | 25-45°C | 0,6 M | 5,8-11,8 |
| S6L4.1 | 4-45°C | 0,6 M | 4- 10,8 |
| S6L2.1 | 4-50°C | 1,2 M | 4-11,8 |
| S4L1.1 | 25-45°C | 1 M | 4-11,8 |
| S4L2.4 | 4-45°C | 1 M | 4-11,8 |
| S5L3.1 | 25-37°C | 0,8 M | 5,8- 10,8 |
| S6L3.2 | 4-37°C | 0,8 M | 5,8-11,8 |
| S6L2.2 | 25-45°C | 1 M | 4-11,8 |
| S6L1 | 4-50°C | 1,2 M | 4-10,8 |
| S5L4.2 | 25-45°C | 1 M | 5,8- 10,8 |

3. CONCLUSION

Les légumineuses spontanées peuvent jouer un rôle important dans la résolution du problème de l'alimentation du bétail en Algérie et dans la réhabilitation des parcours dégradés. Le présent travail avait comme objectif l'étude de la diversité des bactéries logées dans les nodules des plantes spontanées, poussant dans différents sites autour du lac Fetzara.

Les différentes compagnes de prospection menées ont permis de désigner trois espèces (*Medicago littoralis*, *Melilotus indicus* et *Trifolium repens*) bien représentatives de ce milieu afin d'étudier la diversité de leurs symbiotes rhizobiens et potentiellement sélectionner de bons candidats en vue de leur utilisation comme inoculums. Les échantillons récupérés ont permis d'isoler 150 isolats.

Ainsi, des isolats sont révélés être bien des bacilles à Gram négatif, ne poussant pas sur milieu GPA et n'acidifiant pas le milieu du 3-cétoacélose et ont été donc retenus comme rhizobia présumés pour la suite des tests de caractérisations. Le test de vitesse de croissance a permis de classer 100 isolats comme bactérie à croissance rapide.

Les tests de nodulation des isolats sur sable stérile ont authentifié 80 souches en tant que rhizobia. L'étude est complétée par un test d'efficacité révélant que les rhizobiums appartenant aux nodules de *Medicago littoralis* et *Melilotus indicus* étaient les plus efficaces.

Le test nutritionnel dévoile que les isolats ont tendance à utiliser une large gamme de carbohydrates comme source de carbone. Cependant, le degré diffère d'une souche à une autre selon l'espèce hôte.

Les facteurs abiotiques révèlent que nos isolats présentent une tolérance importante du point de vue température, NaCl et pH. La série de rhizobia issues de *Medicago littoralis* et *Melilotus indicus* semble contenir de très bons candidats pour des études plus poussées et constitue une valeur scientifique considérable et prometteuse afin de les exploiter par exemple comme inoculum dans des zones sous contrainte saline. L'ouverture de nouvelles perspectives reste judicieuse pour rentabiliser davantage notre travail :

- L'enrichissement de cette collection en sélectionnant d'autres espèces hôtes ou en élargissant les zones de prospection et en optimisant les conditions d'isolement et de tests.
- Compléter l'étude par une identification moléculaire qui devient de plus en plus nécessaire car plus rapide et plus fiable.
- Comprendre le mécanisme par lequel les bactéries peuvent résister aux stress comme la salinité.
- Rechercher des caractères PGPR (Plant Growth-Promoting Rhizobacteria) de cette collection

*Conclusion générale
et perspectives*

Conclusion générale et perspectives

Les travaux présentés dans cette étude ont pour but la valorisation des ressources naturelles végétales colonisant la région du lac Fetzara (Nord-est algérien). Un intérêt particulier est réservé à la diversité des Fabacées et de leurs symbiotes.

Nous estimons que les différents travaux réalisés dans cette thèse ont permis de répondre aux objectifs fixés, et de retenir les conclusions suivantes.

Les campagnes d'échantillonnage floristique menées dans le Nord, le Sud, l'Est et l'Ouest du lac Fetzara font état de 226 taxons appartenant à 166 genres et 58 familles avec la dominance des thérophytes (45,13%, soit 102 espèces). Le type chorologique méditerranéen était le plus dominant avec 56.64 % de la flore étudiée et 19 espèces sont endémiques. Cependant plusieurs facteurs perturbant la diversité végétale ont été relevés notamment la forte salinité des sols et le pâturage. L'approche statistique montre l'existence de trois principales communautés végétales réparties sur des gradients d'hydrologie, de salinité et de perturbation anthropique.

Les analyses effectuées sur les sols du lac Fetzara permettent de les qualifier de sols calcaires à texture à dominance argileuse, avec des pH alcalins et affectés par le phénomène de salinisation.

Les résultats obtenus de cette étude floristique ont permis de retenir que les fabacées, *Medicago littoralis*, *Trifolium repens* et *Melilotus indicus* sont les plus fréquentes et présentent des caractéristiques très intéressantes. Ce qui a conduit à leur sélection pour l'isolement et l'étude de leurs symbiotes fixateurs d'azote.

Les isollements de leur symbiotes rhizobiens à partir de leurs nodules a permis de retenir 150 isolats.

La caractérisation phénotypique des isolats obtenus à partir des nodules racinaires de ces trois espèces montre qu'ils présentent les caractéristiques morphologiques typiques de ceux décrits pour les rhizobia. Quarante-vingt souches d'entre elles se sont avérées effectives sur leur plante hôte en conditions bactériologiques contrôlées et ont par conséquent subi d'autres tests de tolérance aux stress abiotiques. Aussi certaines souches présentent des caractéristiques physiologiques remarquables telles que leur tolérance à des concentrations élevées de NaCl allant jusqu'à 1M et à des températures maximales de 50°C. Ces caractères physiologiques combinés aux propriétés symbiotiques les qualifient comme candidats potentiels pour la production d'inoculum dans les conditions environnementales défavorables. Notons que les bactéries issues de *Medicago littoralis* et *Melilotus indicus* ont de meilleures caractéristiques d'efficacité et de résistance que celles issues de *Trifolium repens*.

Conclusion générale et perspectives

Parmi la collection de bactéries ; celles que nous considérons comme meilleures candidates potentielles pour l'amélioration de la production végétale se trouve la souche S2L3.1 isolée à partir des nodules de *Melilotus indicus* à l'ouest du lac Fetzara. Elle a montré de bons résultats en particulier en efficacité relative mais aussi pour sa résistance à différents stress, aussi la souche S1M1.2 isolée à partir des nodules de *Medicago littoralis* au sud du lac se distingue par sa forte capacité à croître à une température et une salinité très élevée. Si ces souches confirment leurs performances en inoculation contrôlée au champ elles peuvent être proposées comme un inoculum biologique apte à être multiplié et commercialisé.

Les résultats obtenus dans cette étude ouvrent donc d'intéressantes perspectives sur le plan appliqué et pourraient également servir de base pour des travaux ultérieurs, dont on peut suggérer:

- Une étude plus approfondie de la tolérance des souches aux différents stress environnementaux et de leur potentiel fixateur d'azote.
- L'utilisation de ces souches dans des essais d'inoculation au champ et la sélection de couples plante-hôte-bactérie les plus performants.
- Etude de la résistance des souches aux métaux lourds.
- L'étude de l'aptitude des souches à noduler d'autres légumineuses.
- La précision de la position taxonomique des symbiotes de *Medicago littoralis*, *Trifolium repens* et *Melilotus indicus* par le séquençage complet du gène de l'ARNr 16S et par d'autres techniques moléculaires tel que le séquençage des gènes de nodulation et l'hybridation ADN/ADN qui pourra préciser si ces souches constituent une nouvelle espèce parmi les rhizobia.

*Références
bibliographiques*

Références bibliographiques

- Abdelguerfi-Berrekia R. ; A. Abdelguerfi ; N. Bounaga ; Guittoneau, G.G. 1988. Contribution à l'étude des espèces spontanées du genre *Hedysarum* L. en Algérie. *Ann. Inst. Nat. Agr. El Harrach*, 12: 191-219
- Abdelguerfi A, Laoaur M., 1996. La privatisation du foncier : impact sur l'environnement et sur les ressources génétiques en Algérie. In "Pastoralisme et foncier : impact du régime foncier sur la gestion de l'espace pastoral et la conduite des troupeaux en régions arides et semi-arides". 17-19 Octobre 1996, Gabès (Tunisie). *Options Méditerranéennes*, 32 : 203-207.
- Abdelguerfi A., Laouar M., Tazi M., Bounejmate M. et Gaddes N.E., 2000. Présent et futur des pâturages et des légumineuses fourragères en région méditerranéenne : Cas du Nord de l'Afrique et de l'Ouest de l'Asie. In Proceeding "Legumes for Mediterranean forage crops, pastures and alternative uses", 10th Meeting of the Mediterranean Sub-Network of the FAO-CIHEAM. Sassari (Italie), 4-9 April 2000. *Cahiers Options Méditerranéenne*, 45 : 461-467.
- Abdelguerfi-Laouar M., Hamdi N., Bouzid H., Zidouni F., Laib M., Bouzid L et Zine F. 2001. Les légumineuses alimentaires en Algérie : situation, état des ressources phytogénétiques et cas du pois chiche à Béjaia. 3^{EMES} journées scientifiques de l'INRA à Béjaia, 11-13 Avril 2001 (sous presse)
- Abdel-Wahab, S.H., and Zahran H.H. (1979). Salt tolerance of *Rhizobium* species in broth culture. *Z. Allg. Mikrobiol*, 19:681-685.
- Abdel-Wahab, A.M., Zahran, H.H., and AbdAlla, M.H. (1996). Root-hair infection and nodulation of four grain legumes as affected by the form and the application time of nitrogen fertilizer. *Folia Microbiol*, 41: 303-308.
- Adamu, A., Hailemariam, A., Assefa, F., and EndeshawBekele, E. (2001). Studies of *Rhizobium* inoculation and fertilizer treatment on growth and production of faba bean (*Vicia faba*L.) in some 'Yield-Depleted' and 'Yield- Sustained' regions of Semen Shoa. *Ethiop J Science*, 24: 197-211.
- Affianha, T.,and Alexander, D. (1992). Difference among cowpea, *Rhizobia* intolerance to high temperature and dissication. *soil Appl Environ Microbiol*,43: 435-439.

- AFNOR 1999: Qualité des sols – vocabulaire. Partie 2. Termes et définitions relatifs à l'échantillon-nage. – Paris.
- Albrecht C, Geurts R, Lapeyrie F, Bisseling T (1998) Endomycorrhizae and rhizobial Nod factors both require SYM8 to induce the expression of the early nodulin genes *PsENOD5* and *PsENOD12A*. *Plant J* 15: 605–614
- Allem, M., Hamel, T., Tahraoui, C., Boulemtafes, A. & Bouslama Z. 2017: Diversité floristique des mares temporaires de la région d'Annaba (Nord-Est Algérien). – *Int. J. Environm. Studies* 75(3): 405-424.
- AJCI (Agence Japonaise Coopération International) 1985. Etude de faisabilité d'un projet d'aménagement agricole de la région préphérique du lac Fetzara. – Chiyoda.
- Anne, P. (1945). Le dosage rapide du carbone organique dans les sols. *Ann. Agron.* Avril, Mai, Juin, 1945, 5^{ème} année, no 2, 161-172 pp.
- Arbeille S, D'Ersu V G, et Koenig O (2000) Toutes les fleurs de Méditerranée. Edition Delachaux et Niestle S A, Lausanne, Paris.
- Asaf S, Khan AL, Khan MA, Imran QM, Yun BW, Lee IJ (2017) Osmoprotective functions conferred to soybean plants via inoculation with *Sphingomonas* sp. LK11 and exogenous trehalose. *Microbiol Res* 205:135–145.
- Aubert, G. 1978: Méthodes d'analyses du sol, 2^{ème} éd. – Marseille.
- Azizi S, Ouled Amrane S, 2005 : caractérisation phénotypique des souches de rhizobium associées à quelques légumineuses de la région d'El Goléa, mémoire de D E U A, 40p.
- Baba arbi, S. 2016: Etude phénotypique et génotypique des rhizobia symbiotiques des légumineuses spontanées *Medicago littoralis* Rhode et *Melilotus indicus* (L.) All. présentes dans les palmeraies de la région de Touggourt (Wilaya de Ouargla). –Thèse de doctorat en sciences. Université Badji Mokhtar Annaba, Algérie.
- Baudoin, T. 2001. Molecular symbiotic characterization of rhizobia: Toward a polyphasic approach using Nod factors and nod genes, in: Martinez-Romero E., Hernandez G. (Eds.), *Highlights of Nitrogen fixation Research*, Kluwer Academic/Plenum Publishers, New York, pp. 295-299.
- Barbéro, M. & Quézel, P. 1989: Structures, architectures forestières à sclérophylles et prévention des incendies. – *Bull. Ecol.* **20**: 7-14.
- Beck DP, Materon LA, Afandi F (1993) *Practical Rhizobium-Legume Technology Manual*. Technical manual No 19, ICARDA, 1-389

- Belgherbi, B. 2011: Contribution à l'étude phytoécologique et préservation de la biodiversité de la zone humide de la Macta (Algérie occidentale). –Thèse de doctorat en sciences. Université Abou Baker Belkaid Tlemcen, Algérie.
- Belouahem-Abed, D., Belouahem, F., Benslama, M., de Bélair, G. & Muller, S. D. 2011: Les aulnaies de Numidie (N.E. algérien): Biodiversité floristique, vulnérabilité et conservation. – Compt. Rend. Biol. **334**: 61-73. <https://doi.org/10.1016/j.crvi.2010.10.005>
- Belouahem, M. & de Bélair, G. 2009: Biodiversité Floristique et Vulnérabilité des Aulnaies Glutineuses de la Numidie Algérienne (N.E Algérien). – Europ. J. Sci. Res. 32(3): 329-361.
- Bekki, A., Trinchant, J.C., Rigand, J. (1987). Nitrogen fixation (C₂H₂ reduction) by *Medicago* nodules and bacteroids under sodium chloride stress. *Physiol. Plant.* 71: 61-67.
- Benabadi, N., Bouazza, M., Merzouk, A. & Ghezlaoui, S. M. 2004: Aspects phyto-écologiques des Atriplexaies au Nord de Tlemcen (Oranie-Algérie). – Rev. Sci. Technol. 22: 62-80.
- Benson DR, Silvester WB (1993) Biology of Frankia strains, actinomycete symbionts of actinorhizal plants. *Microbiological Reviews* 57: 293-319.
- Bernaerts, M.J. and de Ley, J. 1963. A biochemical test for crown gall bacteria. *Nature* 197, 406_7.
- Berrada, H. and K. Fikri-Benbrahim. 2014. Taxonomy of the rhizobia: current perspectives. *Br. Microbiol. Res. J.* 4(6), 616-639.
- Blanca, G., Cabezudo, B., Cueto, M., Lopez, C. F. & Torres, C. M. 2009: Flora Vasculair de Andalucía Oriental, 1-4. – Seville.
- B.N.E.D.E.R, 2004 – Etude agro-pédologique du lac Fetzara. Bureau Nationale d'Etude pour le Developpement Rural.
- Boncompagni, E., Osteras, M., Poggi, M.C. & Le Rudulier, D. (1999) Occurrence of choline and glycine betaine uptake and metabolism in the family *Rhizobiaceae* and their roles in osmoprotection. *Appl Environ Microbiol* **65**: 2072– 2077.
- Bonnet, B., Aulong, S., Goyet, S., Lutz, M. & Mathevet R. 2005: Gestion intégrée des zones humides méditerranéennes: Conservation des zones humides. – Arles.

- Boivin-Masson C., Bontemps C., Golfier G., Gris-Liebe C., Talini L., 2006. Détection et typage du gène nodC à l'aide de biopuces à ADN: perspectives pour l'étude de la diversité et de l'écologie moléculaire des rhizobia.
- Botsford, J.L. and Lewis, T.A. (1990) Osmoregulation in *Rhizobium meliloti*: production of glutamic acid in response to osmotic stress. *Applied and Environmental Microbiology* 56, 488±494.
- Boukhatem, Z.F., 2012. Diversité taxonomique et symbiotique des rhizobia associés aux *Acacia* sp. d'Algérie. Thèse de Doctorat. Université Oran Es-Sénia. 252p.
- Bouldjedri, M., de Bélair, G., Mayache, B. & Muller, S. D. 2011: Menaces et conservation des zones humides d'Afrique du Nord: le cas du site Ramsar de Beni-Belaid (NE algérien). – *Compt. Rend. Biol.* 334(10): 757-772.
- Boulangéat, I. et al. 2012. Accounting for dispersal and biotic interactions to disentangle the drivers of species distributions and their abundances. – *Ecol. Lett.* 15: 584–593.
- Bouzar H, Jones J B, Bishop A L., 1995. Simple Cultural Tests for Identification of *Agrobacterium* Biovars: Methods in Molecular Biology. In Gartland K M A, Davey Humana Totowa M R (eds) *Agrobacterium* Protocols. Vol 44. NJ, Inc Press, pp 9-13.
- Bradai L, Bouallala M, Bouziane N.F, Zaoui S, Neffar S, Chenhouni H., An appraisal of eremophyte diversity and plant traits in a rocky desert of the Sahara *Folia Geobot.*, 50 (2015), pp. 239-252.
- Brian, M., Hickey, C. & Doran, B. 2004: A review of the efficiency of buffer strips for the maintenance and enhancement of riparian ecosystems. – *Water Qual. Res. J. Canada* **39**: 311-317.
- Brockwell, J. (1998). Matching rhizobia and temperate species of *Acacia*. Recent Development in *Acacia* planting. Australia: J.W. Turnbull. H.R. Crompton and K. Pinyopusarerk, 264-273.
- Broughton WJ, Hernandez G, Blair M, Beebe S, Gepts P, Vanderleyden J (2003) Beans (*Phaseolus* spp.) model food legumes. *Plant and Soil* 252: 55-128.
- Bullock, J. M., Franklin, J., Stevenson, M. J., Silvertown, J., Coulson, S. J., Gregory, S. J. & Tofts, R. 2001: A plant trait analysis of responses to grazing in a long-term experiment. – *J. Appl. Ecol.* 38: 253-267.

- Cacciari, I., Dimattia, E., and Quatrini, P. (2003). Réponses adaptatives des isolats de *Rhizobium* aux stress. In, Grouzis M ; le Floc'h. Un arbre au désert, *Acacia raddiana*. IRD. Paris, 183-200.
- Callo, G., and Dupuis M. (1980). Le calcaire actif des sols et sa signification. *Dull. Afes*. 17-26.
- Caradus, J.R., and J.R. Crush. 1996. Effect of recurrent selection for aluminium tolerance on shoot morphology and chemical content of white clover. *J. Plant Nutr.* 19:1485–1492
- Caratini R, 1984. Les plantes. Bordas, Paris.
- Casagrande, A. 1934: Die Oraemeter Method für Bestimmung der Koruverbeilung von Boden. – Berlin.
- Chalck PM (1998) Dynamics of biologically fixed N in legume-cereal rotations: a review. *Australian Journal of Research* 49: 303-316.
- Chedjerat, A., Bouzina, M. M., Gacemi, A., & Abdelguerfi, A. (2016). Forage yield components of various alfalfa (*Medicago sativa* L.) cultivars grown on salt-affected soil under rainfed and irrigated conditions in a Mediterranean environment. *African Journal of Agricultural Research*, 11(34), 3246-3253.
- Chenchoumi H (2017a). Edaphic factors controlling the distribution of inland halophytes in an ephemeral salt lake “Sabkha ecosystem” at North African semi-arid lands. *Science of the Total Environment* 575: 660-671.
- Chenchoumi H (2017b). Variation in White Stork (*Ciconia ciconia*) diet along a climatic gradient and across rural-tourban landscapes in North Africa. *International Journal of Biometeorology* 59: 1425-1436.
- Chenchoumi H, Menasria T, Neffar S, Chafaa S, Bradai L et al. (2015). Spatiotemporal diversity, structure and trophic guilds of insect assemblages in a semi-arid Sabkha ecosystem. *PeerJ* 3: 1-26. doi 10.7717/peerj.860
- Chenchoumi H. 2012. Diversité floristique d'un lac du Bas-Sahara algérien. *Acta Bot Malacitana* 37: 33–44.
- Coenye, T., Gevers, D., Van de Peer, Y., Vandamme, P., and Swings, J. (2005). Towards a prokaryotic genomic taxonomy. *FEMS Microbiol Rev*, 29: 147-167.
- Cordovilla M.P., Ligerio F. & Lluch C., 1995a. Influence of host genotypes on growth, symbiotic performance and nitrogen assimilation in

- Faba bean (*Vicia faba* L.) under salt stress. *Plant Soil*, **172**, 289-297.
- Cronk QC (2001) Plant evolution and development in a post-genomic context. *Nature Reviews Genetics* 2: 607-619.
- Daget, Ph. 1980: Sur les types biologiques en tant que stratégie adaptative. (Cas des thérophytes). – Pp. 89-114 in: Barbautt, R., Blandin, P. & Meyer, J. A. (eds). *Recherches d'écologie théorique, les stratégies adaptatives.* – Paris.
- Danso SKA (1995) Assessment of biological nitrogen fixation. *Fertilizer research* 42: 33- 41.
- Daoud Y. & Halitim A. ; 1994 - Irrigation et salinisation au Sahara algérien. *Sécheresse*, 5: 151-160.
- Darmody, R. G. & Foss, J. E. 1979: Soil landscape relationships of the Tidal Marshes of Maryland. *Soil Sci. Soc. Amer. J.* **43**: 534-541.
- de Bélair, G. 2005: Dynamique de la végétation de mares temporaires en Afrique du Nord. – *Ecol. Medit.* **31**: 1-18.
- de Bélair & Benyacoub, S. 1992: A much threatened lake: Lac des Oiseaux (N.E. Algeria). – *Environm. Conserv.* **19**: 264–267.
- de Bélair & Samraoui, B. 1994: Death of a lake: Lac Noir in the Northeastern Algeria. – *Environm. Conserv.* **21**: 169-172.
- Deil, U. 2005: A review on habitats, plant traits and vegetation of ephemeral wetlands – a global perspective. – *Phytocoenologia* **35**: 533-705.
- Djamai R., 1993 : Contribution à l'étude de la salinité des sols et des eaux du lac Fetzara (Annaba). Mémoire de Magistère, Institut National Agronomique, Alger ; 78p
- Djamai R. ; 2000 : Etude spatio-temporelle de la salinité des sols du lac Fetzara (Annaba). Doc. Inédit ;Univ. Annaba ; 61 p.
- Djamaï, R. 2007: Contribution à l'étude de la salinité des sols et des eaux du système endoréique du lac Fetzara (Nord-Est algérien). Approche géochimique et évolution spatio-temporelle des phénomènes. –Thèse de Doctorat en Sciences Agronomiques, Institut National Agronomique, Alger.
- Djamaï, R., Daoud, Y., Ouardi, J., Laifa, A., Fadel, D., Benslama, M. & Valles, V. 2006: Simulation Mathématique de la Variabilité Climatique. Estimation du Bilan Hydrique du Bassin Versant du Lac Fetzara (Nord-Est Algérien). – *Europ. J. Soil Sci.* **13(2)**: 267-274.

- Djebaili, S. 1978: Recherches phytosociologiques sur la végétation des hautes plaines steppiques de l'Atlas Saharien Algérien. – Thèse de Doctorat es-science, Université de Montpellier.
- DGF (Direction Générale des Forêts) 2002: Atlas des 26 zones humides algériennes d'importance internationale. – Alger.
- De Lajudie P., Willems A., Pot B., Dewetting D., Maestrojuan G., Neyra M., Collins M.D., Dreyfus B., Kesters K., and Gills M, 1994 - Poluphasic taxonomy of Rhizobia : Emendation of the genus *Sinorhizobium* and description of *Sinorhizobium melilot* comb. Nov., *Sinorhizobium saheli* sp. Nov., and *Sinorhizobium teranga* sp. Nov. Int .J.Syst. Bacteriol. **44** : 715-733
- Delarras C (1998) Microbiologie. In : 90 heures de travaux pratiques. Editer par Gaëtan Morin, p: 56, 57: 124 126.
- Delgado M.J., Bedmar E.J., Downie J.A., 1998. Genes involved in the formation and assembly of rhizobial cytochromes and their role in symbiotic nitrogen fixation. Adv. Microb. Physiol. 40: 191-231.
- Delgado M.J., Ligerof., Lluch C., 1994. Effects of salt stress on growth and nitrogen fixation by pea. Faba-bean, common bean and soybean plants. Soil Biol. Biochem. 26: 371-376.
- Dénarié J., Boistard P., Casse-Delbart F., Atherly A.G., Berry J.O. et Russell P., 1981. Indigenous plasmids of Rhizobium. Int. Rev. Cytol. 13: 225–246.
- Dobignard, A. & Chatelain, C. 2010-2013 : Index synonymique de la flore d'Afrique du Nord, **1-5**. – Genève.
- Dolery I., Pedallu C., Vanpeene. Bruhier S., 2003. Réaménagement forestier.
- Demenach, A. M.,and Wery, J. 1989 : Estimation de l'activité fixatrice d'azote : comparaison des méthodes. FAO:1-4.
- Dommergues Y et Mangenot F., 1970. Ecologie microbienne du sol. Eds. Masson et Cie. Paris. 796p.
- Dommergues Y., Duhoux E. et Diem H.G. 1999 : Les arbres fixateurs d'azote. Ed. CIRAD, Espaces, FAO, IRD. Montpellier, Rome, Paris. 499 pp.
- Domina, G. & El Mokni, R. 2019: An inventory of the names of vascular plants endemic to C Mediterranean and described from Tunisia. – Phytotaxa **409(3)**: 105-128.
<https://doi.org/10.11646/phytotaxa.409.3.1>

- Doyle JJ (1998) Phylogenetic perspectives on nodulation: evolving views of plants and symbiotic bacteria. *Trends in Plant Science* 3(12): 473-478.
- Duchaufour P., 1970. Précis de pédologie. Edition Masson & Cie, Paris. 481 p.
- Durand, J. 1950: Premiers résultats de l'étude des sols du lac Fetzara. – Alger.
- Duhoux E., Nicole M., 2004 : Biologie végétale. Associations et interaction chez les plantes. pp 1-20 Edition DUNOD. Paris. France.
- Eardly, B. D., Nour, S. M., van Berkum, P., et Selander, R. K. 2005 : Rhizobial 16S rRNA and dnaK genes: mosaic and uncertain phylogenetic placement of *Rhizobium galegae*. *Appl. Environ. Microbiol.* 71: 1328-1335.
- El Boutahiri N., I. Thami Alami I., M. Ibriz and C. Al Faiz. 2010. The effect of salinity and high temperature on biomass production of some alfalfa landraces. *Options méditerranéennes* 79. Série A. 293-297.
- El-Hilali, I, 2006 : La Symbiose *Rhizobium-Lupin* : Biodiversité des microsymbiotes et mise en évidence d'une multi-infection nodulaire chez *Lupin luteus*. Thèse de doctorat. Université Mohammed V – Agdal. 206pp.
- Elsheikh EAE, Wood M (1989). Response of chickpea and soybean rhizobia to salt: influence of carbon source, temperature and pH. *Soil Biol. Biochem.* 21, 883–887
- FAO, 2007 .<http://www.fao.org/docrep/W1808/W1808f05.htm>
- Feillet P (2000) Le grain de blé: Composition et utilisation. Editions Quae, Paris, France .pp. 308.
- Ferchichi-Ben Jamaa, H., Muller, S. D., Daoud-Bouattour, A., Ghrabigammar, Z., Rhazi, L., Soulié-Märsche, I., Ouali, M. & Ben Saad-Limam, S. 2010: Structures de végétation et conservation des zones humides temporaires méditerranéennes: la région des Mogods (Tunisie septentrionale). – *Compt. Rend. Biol.* **333**: 265-279. <https://doi.org/10.1016/j.crv.2009.12.014>
- Ferchichi-Ben Jamaa, Muller, S. D., Ghrabi-Gammar, Z., Rhazi, L., Soulié-Märsche, I., Gammar, A. M., Ouali, M., Ben Saad-Limam, S. & Daoud-Bouattour, A. 2014: Influence du pâturage sur la

- structure, la composition et la dynamique de la végétation de mares temporaires méditerranéennes (Tunisie septentrionale). – *Rev. Ecol. (Terre Vie)* **69**: 196-213.
- Frank B. 1889. Über die Pilzsymbiose der Leguminosen. *Berichte der Deutschen Botanischen Gesellschaft.* 7:332-346.
- Foury A, 1954 : Les légumineuses fourragères au Maroc. In : *Les Cahiers de la Recherche agronomique.* Service de la Recherche Agronomique et de l'Expérimentation Agricole, Rabat. pp. 289-656.
- Fustec E. et Frochot B., 1996. Les fonctions des zones humides – Synthèse bibliographique. Agence de l'Eau Seine Normandie.
- Fustec E. et Lefeuvre et coll J.C., 2000. Fonctions et valeurs des zones humides. 426 p. Ed. Dunod, Paris.
- Gepts P, Beavis WD, Brummer EC, Shoemaker RC, Stalker HT, Weeden NF, Young ND, 2005 : Legumes as a Model Plant Family. Genomics for Food and Feed Report of the Cross- Legume Advances through Genomics Conference. *Plant Physiology* 137: 1228-1235.
- Ghezlaoui, B., Benabadji, N., Benmansour, M. & Merzouk, A. 2011: Analyse des peuplements végétaux halophytes dans le Chott El-Gharbi (Oranie-Algérie). – *Acta Bot. Malac.* **36**: 113-124.
- GHI (2009). Étude d'avant-projet détaillée pour l'aménagement intégré portant sur la protection des localités à l'aval du lac et les terres agricoles à la périphérie du lac Fetzara contre les inondations, Wilaya d'Annaba. Étude hydrologique, Bureau d'études espagnol, 115 p.
- Gomaa N. H. 2012. Composition and diversity of weed communities in Al-Jouf province, northern Saudi Arabia. *Saudi J. Biol. Sci.* 19: 369–376.
- Gordon, I. J., Duncan, P., Grillas, P. & Lecomte, T. 1990: The use of domestic herbivores in the conservation of biological richness of European wetlands. – *Bull. Ecol.* **21**: 49-60.
- Graham, P.H. 1991 : Some problems of nodulation and symbiotic nitrogen fixation in *Phaseolus vulgaris* L.: a review. *Field Crops Res* 4:93–112
- Graham, P.H. and Vance, C.P. (2003). Nitrogen fixation in perspective, an overview of research and extension needs. *Field Crops Res.*, 65, 93-106.

- DeLey, D.J., Jarvis, B.D.W., Roslycky, E.B., Strijdom, B.W., and Young, J.P.W. (1991). Proposed minimal standards for the description of new genera and species of root-and stem-nodulating bacteria. *Int J Syst bacteriol*, 41 : 582–587.
- Guignard JL, Dupont F, 2005 : Botanique. 13ème Edition Masson, Paris. pp. 336.
- Habes, S., Djabri, L., Hani, A., Bouhsina, S. & Mudry, J. 2012: Quantification des apports et des exores d'un lac: cas du lac Fetzara, région de Annaba (Nord-Est Algérien). – *Rev. Synth. Sci. Technol.* **24**: 21-28.
- Halimi, S., Rechachi, H., Bahroun, S., Mizane, E. & Daifallah, T. 2018: Assessment of groundwater salinity and risk of soil degradation in Quaternary aquifer system. Example: Annaba plain, Algeria N-E. – *J. Water Land Develop.* **36(3)**: 57-65.
- Halitim A. ; 1988 - Sols des régions arides d'Algérie. Ed. Office des Publications Universitaires, Alger, 384 p.
- Hamel, T., Seridi, R., de Bélair, G., Slimani, A. R. & Babali, B. 2013: Flore vasculaire rare et endémique de la péninsule de l'Edough (Nord–Est algérien). – *Rev. Synth. Sci. Technol.* **26**: 65-74.
- Hamel, T & Boulemtafes, A. 2017: Découverte d'une endémique tyrrhénienne *Soleirolia soleirolii* (*Urticaceae*) en Algérie (Afrique du Nord). – *Fl. Medit.* **27**: 185-193.
<https://doi.org/10.7320/FIMedit27.185>
- Hamel, T & Azzouz, Z. 2018: Découverte de *Gamochaeta antillana* (*Asteraceae*) en Numidie orientale (El Tarf-Algérie). – *Fl. Medit.* **28**: 155-164. <https://doi.org/10.7320/FIMedit28.155>
- Hammada, S., Dakki, M., Ibn Tattou, M., Ouyahya, A. & Fennane, M. 2004: Analyse de la biodiversité floristique des zones humides du Maroc. Flore rare, menacée et halophile. – *Acta Bot. Malac.* **29**: 43-66.
- Heller R. et Esnault Clance R. (1989). *Physiologie végétale. Nutrition.* Tom1.200p.
- Heulin, T., De Luca, G., Barakat, M., Gommeaux, M., de Groot, A., Blanchard, L., Ortet, P., Achouak, W., 2017. Bacterial adaptation to hot and dry deserts, in: Stan-Lotter, Helga, Fendrihan, S. (Ed.), *Adaption of Microbial Life to Environmental Extremes: Novel Research Results and Application.* Springer, Cham, pp. 75–98. https://doi.org/10.1007/978-3-319-48327-6_4

- Hewedy OA, Eissa RA, Elzanaty AM, Nagaty HH, Abd Elbary MI (2014). Phenotypic and Genotypic Diversity of *Rhizobia* Nodulating *Faba Bean* from Various Egyptian Locations. *J. Bioprocess. Biotech.* 4:170-178.
- Hewedy, O.A., Eissa, R.A., Elzanaty, A.M., Nagaty, H.H., and Abd Elbary, M.I. (2014). Phenotypic and Genotypic Diversity of *Rhizobia* Nodulating *Faba Bean* from Various Egyptian Locations. *J Bioprocess Biotechniq*, 4 :2155-9821.
- Houlahan, J. E., Keddy, P. A., Makkay, K. & Findlay, C. S. 2006: The effects of adjacent land use on wetland species richness and community composition. – *Wetlands* **26**: 79-96.
- IFAGRARIA ; 1967 – Etude générale de la mise en valeur agricole des plaines côtières d'Annaba. Soc Ifagraria, Rome ; Partiel, 169 p.
- Issola h, R. & Abdelguerfi, A. 2003 : Morphological variability within four Algerian populations of the species *Trifolium spumosum* L. *In* : 25th Eucarpia fodder crops and amenity grasses section meeting, Prague (Czech). *Czech J. Genet. Plant Breed.*, 39 (Special Issue) : 205-208.
- Issola h, R. & Abdelguerfi, A. 2010 : Morphological study within some Algerian populations of *Trifolium bocconei* Savi. *In* : 13th Meeting of the FAO-CIHEAM sub-network on Mediterranean pastures and fodder crops,
- Alicante (Spain). *Options Méditerranéennes, Série A : Mediterranean Seminars*, 92 : 109-111.
- Issola h, R. & Khalfalla h, N.2007 : Analysis of the morpho-physiological variation within some Algerian populations of *Sulla* (*Hedysarum coronarium* L., *Fabaceae*). *J. Biol. Sci.*, 7 : 1082-1091.
- Issola h, R. & Khalfalla h, N.2010 : Variation of the bloom and fruiting within fourteen Algerian populations of *Sulla*. *In* : 13th Meeting of the FAO-CIHEAM sub-network on Mediterranean pastures and fodder crops, 2010. Alicante (Spain). *Options Méditerranéennes, Série A : Mediterranean Seminars*, 92 : 135-138.
- Issola h, R. & Yahiaoui, S, 2008 : Phenological variation within several Algerian populations of *Sulla* (*Hedysarum coronarium* L., *Fabaceae*). *In* : 12th Meeting of the FAO-CIHEAM sub-network on Mediterranean pastures and fodder crops, 2008, Elvas (Portugal). *Options Méditerranéennes Série A : Séminaires Méditerranéens*, 79 : 385-388.

- Issolah, R., Tahar, A., Alane, F., Sadi, S., Adjabi, M., Chellig-Siziani, Y., Yahiatene, S. & Lebied, M, 2014 : Analysis of the growth and the chemical composition within some Algerian populations of Sulla. *J. Biol. Sci.*, 14: 220-225.
- Issolah, R., Tahar, A., Derbal, N., Zidoun, F., Ait Meziane, M.Z., Oussadi, A., Dehiles, I., Bradai, R., Ailane, M., Terki, N., Aziez, F., Zouahra, A. & Djellal, L, 2012 : Caractérisation écologique de l'habitat naturel du Sulla (*Fabaceae*) dans le Nord-Est de l'Algérie. *Rev. Ecol. (Terre et Vie)*, 67: 295-304.
- Jarvis B. D. W., T. S. Mc lean, I. G. C. Robertson, and G. R. Fanning., 1977. Phenetic similarity and DNA base sequence homology and root nodule bacteria from New Zealand native legumes and *Rhizobium* strains from agricultural plants. *New Zealand J. Agric. Res.* **20**, pp42-52.
- Jebara M, Drevon J J, Aouani M E (2001) Effects of hydroponic culture system and NaCl on interactions between common bean lines and native rhizobia from Tunisian soils. *Agron* 21: 601-605.
- Jha PK, Nair S, Gopinathan MC, Babu CR, 1995 : Suitability of rhizobia-inoculated wild legumes *Argyrolobium flaccidum*, *Astragalus graeolens*, *Indigofera gangetica* and *Lespedeza stenocarpain* providing a vegetational cover in an unreclaimed lime stone quarry. *Plant Soil* 177: 139-149.
- Jida M, Assefa F. 2012. Phenotypic diversity and plant growth promoting characteristics of *mesorhizobium* species isolated from chickpea (*cicerarietinum l.*) growing areas of ethiopia. *Afr. J. Biotech* **11**, 7483-7493.
- Joleaud, L. 1936: Etude géologique de la région de Bône et de La Calle. – Bull. Serv. Carte Géol. Algérie. – Alger.
- J.O.R.A. 2012: Décret exécutif du 18 janvier 2012, complétant la liste des espèces végétales non cultivées et protégées. – (Eds) J. Off. Rép. Algérienne **3-12/12**: 12-38.
- Jordan, D.C, 1984 : Family III. Rhizobiaceae. In: Bergey's Manual of Systematic Bacteriology, (Krieg, N.R. and Holt, J.G. eds). The Williams and Wilkins, Baltimore, 1:234-254.
- Judd WS, Campbell CS, Jules Bouharmont, Kellogg EA, Stevens P, 2001 : Botanique systématique: une perspective phylogénétique. Edition de boeck, Amazon France.

- Kaci Y, Heyraud A, Barakat M, Heulin T, 2005 : Isolation and identification of EPS-producing *Rhizobium* strain from arid soil (Algeria): characterization of its EPS and effect of inoculation on wheat rhizosphere soil structure. *Res. Microbiol.*, 156: 522-31.
- Kadid, Y., Thbaud, G., Ptel, G. & Abdelkrim, H. 2007: Les communautés végétales aquatiques de la classe des Potametea du lac Tonga, El-Kala, Algérie. – *Acta Bot. Gallica* **154(4)**: 597-618.
- Keddy, P. A. 2000: Wetland ecology: principles and conservation. – Cambridge.
- Kerstens K, Hinz K H, Hertle A, Sergers P, Lievens A, Siegmann O et De Ley J. 1984. *Bordetella avium* sp. nov., isolated from the respiratory tracts of turkeys and other birds. *Int. J. Syst. Bacteriol.* **34**:56-70.
- Khani, M. A., Boer, B., Kust, G. S. & Barth, H. J. 2002: Sabkha ecosystems, **2**. – Heidelberg.
- Krichnan, H.B., and Bennett, J.O, 2007 : Rhizobia that is important for nodulation. In: Gnamanickam S.S. (Ed): Plant-Associated Bacteria. Springer, 25-75.
- Kulkarni S, Surange S, Nautiyal SC (2000). Crossing the limits of *Rhizobium* existence in extreme conditions, *Curr. Microbiol.* 41:402-409.
- Labes G, Ulrich A, Lentzch P (1996). Influence of bovine slurry deposition on the structure of nodulating *Rhizobium leguminosarum* bv. *viciae* soil populations in natural habitat. *Appl. Environ. Microbiol.* 62: 1717-1722.
- Labat JN, 1996 : Biogéographie, endémisme et origine des légumineuses papilionacées de Madagascar. *Biogéographie de Madagascar* 95-108.
- Lapeyronie A, 1982 : Les productions fourragères méditerranéennes - technique agricole et production méditerranéenne. Maisonneuve et Larose, Paris.
- Laumont P, Chevassus A, 1960 : Note sue l'amélioration de la lentille en Algérie. *Ann. Inst. Agr. Des services de recherche et expérimentation Agricole de l'Algérie*, Tome II. Fasc.
- Lafay, B., Bullier, E., and Burdon, J.J, 2006 : Bradyrhizobia isolated from root nodules of Parasponia (Ulmaceae) do not constitute a separate coherent lineage. *Int J Syst Evol Microbiol* **56**, 1013-1018.
- Laribi, M., Véla, E., Acherar, M., Mathez, J. & Hamchi, A. 2016: Sur la découverte de *Potentilla supina* L. en Algérie: écologie, taxinomie,

- biogéographie et statut de conservation. – Rev. Écol. (Terre et Vie) **71(3)**: 266-277.
- Lavin M, Herendeen PS, Wojciechowski MF. 2005 : Evolutionary rates analysis of leguminosae implicates a rapid diversification of lineages during the tertiary. *Systematic Biology* **54**: 575–594.
- Le Houérou, H. N. 1995: Bioclimatologie et biogéographie des steppes arides du Nord de l’Afrique. – Paris.
- Ledant, J.P. & Van Dijk, G. 1977: Situation des zones humides algériennes et leur avifaune. – Aves 49-53.
- Lazrek-Ben-Friha, F, 2008 : Analyse de la diversité génétique et symbiotique des populations naturelles tunisiennes de *Medicago truncatula* et recherche de QTL liés au stress salin. Thèse de doctorat. Sciences biologiques. Université de Toulouse : 255p.
- Link J, Graeff S, Batchelor WD, Claupein W, 2006 : Evaluating the economic and environmental impact of environmental compensation payment policy under uniform and variable-rate nitrogen management. *Agricultural Systems* 91: 135-153.
- Lodwig EM, Hosie AHF, Bourdès A, Findlay K, Allaway D, Karunakaran R, Downie JA, Poole PS, 2003 : Amino-acid cycling drives nitrogen fixation in the legume-Rhizobium symbiosis. *Nature* 422: 722-726.
- Loi A, Howieson JG, Nutt BJ, Carr SJ, 2005 : A second generation of annual pasture legumes and their potential for inclusion in Mediterranean-type farming systems. *Australian Journal of Experimental Agriculture* **45**, 289–299.
- Maire, R. 1952-1987: Flore de l’Afrique du Nord (Maroc, Algérie, Tunisie, Tripolitaine, Cyrénaïque et Sahara), **1-16**. – Paris.
- Marre, A. 1992: Le Tell oriental algérien, de Collo à la frontière tunisienne: Etude géomorphologique, **1-2**. – Alger.
- Médail, F., Michaud, H., Molina, J., Paradis, G. & Loisel, R. 1998: Conservation de la flore et de la végétation des mares temporaires dulçaquicoles et oligotrophes de France méditerranéenne. – Ecol. Medit. **24**: 119-134.
- Megharbi, A., Abdoun, F. & Belgherbi, B. 2016: Diversité floristique en relation avec les gradients abiotiques dans la zone humide de la Macta (Ouest d’Algérie). – Rev. Ecol. (Terre et Vie) **71(2)**: 142-155.

- Mellouk, K. & Aroua, N. 2015: Le lac Fetzara, une zone humide fragile, menacée par l'extension urbaine de la ville d'Annaba (littoral est algérien). – *Méditerranée* **125**: 133-140.
- Merabet C, Bekki A, Benrabah N, Baba-Hamed Bey M, Bouchentouf L, Ameziane H, Rezki M. A, Domergue O, Cleyet-Marel J. C, Avarre J. C, Béna G, Bailly X. and de Lajudie P (2006) Distribution of *Medicago* Species and Their Microsymbionts in a Saline Region of Algeria, *Arid Land. Research and Management* 20 (3): 219-231.
- Messina MJ (1999) Legumes and soybeans: overview of their nutritional profiles and health effects. *The American Journal of Clinical Nutrition* 70: 439S–50S.
- Mitsch, W. J. & Gosselink, J. G. 2007: Wetlands, 4th Ed. – Hoboken.
- Myers N (1999) What we must do to counter the biotic holocaust. *International wildlife* 29(2): 30-39.
- Mubarik, N. R. and Sunatmo, T, 2014 : Symbiotic of nitrogen fixation between acid aluminum tolerant Bradyrhizobium japonicum and soybean. In: Advances in biology and ecology of nitrogen fixation. Ohyama, T. (eds.). InTech. Rijeka, Croatia pp. 259-274.
- Murugesan S, Manoharan C, Vijayakumar R, Panneerselvam A (2010) Isolation and characterization of Agrobacterium rhizogenes from the root nodules of some leguminous plants. *Intl J Microbiol Res* 1:92–96
- Myers, N., Mittermeier, R.A., Mittermeier, C. G., Da Fonseca, G. A. B. & Kent, J. 2000: Biodiversity hotspots for conservation priorities. – *Nature* **403**: 853-858.
- Ndakidemi PA, Dakora FD, 2003 : Review: legume seed flavonoids and nitrogenous metabolites as signals and protectants in early seedling development. *Functional Plant Biology* 30: 729-745.
- Ndoye, I., Gueye, M., Danso, S.K.A., et Dreyfus, B. 1995. Nitrogen fixation in *Faidherbia albida*, *Acacia raddiana*, *Acacia senegal* and *Acacia seyal* estimated using the ¹⁵N isotope dilution technique. *Plant Soil*, **172**(2) : 175–180.
- Neffar, S. Chenchouni, H & Si Bachir, A. 2013: Floristic composition and analysis of spontaneous vegetation of Sabkha Djendli in north-east Algeria. – *Pl. Biosyst.* **150**(3): 396-403. <https://doi.org/0.1080/11263504.2013.810181>
- Neffar, S. Beddiar, A. Chenchouni, H. 2015 : Effects of soil chemical properties and seasonality on mycorrhizal status of prickly pear

- (*Opuntia ficus-indica*) planted in hot arid steppe rangelands Sains Malaysiana, 44, pp. 671-680
- Neffar, S. Menasria, T. Chenchouni, H. 2017 : Diversity and functional traits of spontaneous plant species in Algerian rangelands rehabilitated with Prickly pear (*Opuntia ficus-indica* L.) plantations Turk. J. Bot., 42 (4), pp. 448-461, [10.3906/bot-1801-39](https://doi.org/10.3906/bot-1801-39)
- Niste.M, Vidican, R. Pop, I. Rotar. 2013: Stress factors affecting symbiosis activity and nitrogen fixation by *Rhizobium* cultured *in vitro* ProEnvironment, 6, pp. 42-45 2066–1363
- Noel KD. 2009. Rhizobia. In: Encyclopedia of Microbiology, 3rd edition, ed. Schaechter M. Oxford: Elsevier.pp: 261-277.
- Nutman, P.S. 1976 : IBP field experiment on nitrogen fixation by nodulated legumes. Symbiotic Nitrogen Fixation in Plants, 211-237.
- Ouali, M., Daoud-Bouattour, A., Etteieb, S., Gammar, A., Bensaad-Limam, S. & Ghrabi-Gammar, Z. 2014: Le marais de Joumine, Parc national de L'ichkeul, Tunisie: Diversité floristique, cartographie et dynamique de la végétation (1925-2011). – Rev. Écol. (Terre Vie) 69: 3-23.
- Ounas, S. 2012: Impact des ions azotés sur la dynamique des sels solubles des eaux du lac Fetzara (Annaba).- Thèse de Doctorat en géologie appliquée, option hydrogéologie, Université Badji Mokhtar Annaba, Algérie.
- Pantis, J. & Mardiris, T.A. 1992: The effects of grazing and fires on degradation processes of Mediterranean ecosystems. – Israel J. Bot. 41: 233-242.
- Pavoine, S., Véla, E., Gachet, S., de Bélair, G. & Bensall, M. B. 2011: Linking patterns in phylogeny, traits, abiotic variables and space: A novel approach to linking environmental filtering and plant community assembly. – J. Ecol. 99(1): 165-175.
- Parniske M., Downie J.A. (2003) Plant biology: locks, keys and symbioses, Nature 425, 569–570.
- Pelmont, J. 1993 : Bactéries et environnement. Adaptations physiologiques, 899 pp.
- Peoples MB, Herridge DF, Ladha JK, 1995 : Biological nitrogen fixation: an efficient source of nitrogen for sustainable agricultural production. *Plant Soil* 174: 3-28.
- Peoples, M.B., Giller, K.E., Herridge, D.F., and Vessey, J. K. (2002). Limitations to biological nitrogen fixation as a renewable source of

- nitrogen for agriculture. Nitrogen Fixation Global Perspectives, 356-360. publishing, Walling Ford, UK, 448pp.
- Perret X, Staehelin C, Broughton WJ (2000) Molecular basis of symbiotic promiscuity. *Microbiol. Mol. Biol. Rev.* 64: 180.
- Pignatti, S. 1982: Flora d'Italia, **1-3**. – Bologna.
- Polhill RM, Raven PH, Stirton CH (1981) Evolution and systematics of the leguminosae. In: *Advances in legume systematics Part 1*. Royal Botanic Gardens Kew, UK. pp.1-26.
- Popelka JC, Terryn N, Higgins TJV (2004) Gene technology for grain legumes: can it contribute to the food challenge in developing countries? *Plant Sciences* 167: 195-206.
- Quézel, P. 1964: L'endémisme dans la flore d'Algérie. – *Compt. Rend. Soc. Biogéogr.* **361**: 137-149.
- Quézel, P. 2002: Réflexions sur l'évolution de la flore et de la végétation au Maghreb méditerranéen. – Paris.
- Quézel, P., Santa, S. 1962-1963: Nouvelle flore de l'Algérie et des régions désertiques méridionales, **1-2**. – Paris.
- R Development Core Team, 2013: R: A language and environment for statistical computing. -R Foundation for statistical computing, Vienna, Austria. – <http://www.R-project.org> [Dernier accès 2/11/2019]
- Raunkier, C. 1934: The life forms of plants and statistical plant-Geography. – Oxford.
- Rai R. 1987 : Chemotaxis of salt-tolerant and sensitive *Rhizobium* strains to root exudates of lentil (*Lens culinaris* L.) genotypes and symbiotic N-fixation, proline content and grain yield in saline calcareous soil. *J Agric Sci* 108:25–37.
- Raven, J.A., and Edwards, D. (2001). Roots: evolutionary origins and biogeochemical significance. *J. Exp. Bot.* 52, 381–401.
- Rejili M., Vadel A.M., Neffati M. Germinative behaviour of two populations of *Lotus creticus* under salt stress *Revue des Régions Arides*, 17 (2006), pp. 65-78
- Rhazi, L., Grillas, P., Mounirou Touré, A. & Tan Ham, L. 2001: Impact of land use and activities on water, sediment and vegetation of temporary pools in Morocco. – *Compt. Rend. Acad. Sci.: Life Sci.* **324**: 165-177.

- Rhazi, M., Grillas, P. & El Khyari, D. 2006: Richness and structure of plant communities in tempo-rary pools from western Morocco: influence of human activities. – *Hydrobiologia* **570**: 197-203.
<https://doi.org/10.1007/s10750-006-0180-6>
- Rigaud J, Puppo A (1975) Indole 3-acetic acid catabolism by soybean bactéroïdes. *J Gen Microbiol* 88: 223-228.
- Rogers M E, Colmer T D, Frost K, Henry D, Cornwall D, Hulm E, Deretic J, Hughes S R, Craig A D (2008) Diversity in the genus *Melilotus* for tolerance to salinity and waterlogging. *Plant Soil* 304: 89-90.
- Rouabhia, A., Djabri, L., Hadji, R., Baali, F., Fedhi, C. & Hani, A. 2012: Geochemical characteriza-tion of groundwater from shallow aquifer surrounding Fetzara Lake N. E. Algeria. – *Arab. J. Geosci.* **5**: 1-13.
- Rome S, Fernandez MP, Brunel B, Normand P, Cleyet-Marel JC. 1996. *Sinorhizobium medicae* sp. nov., isolated from annual *Medicago* spp. *Int. J. Syst. Evol. Microbiol.*; **46**:972-980.
- Rouiller, J., Souchier, B., Bruckert, S., Feller, C., Toutain, F., and Védý J. C. 1994 : Méthodes d'analyses des sols. 619–652 pp. In : M. Bonneau et B. Souchier, eds.*Pédologie. 2. Constituants et propriétés du sol.* Masson, Paris, France.
- Sadowsky, M.J., H.H. Keyser, and B.B. Bohlool. 1983. Biochemical characterization of fast- and slow-growing rhizobia that nodulate soybeans. *Int. J. Syst. Bacteriol.* 33(4), 716-722. Doi: 10.1099/00207713-33-4-716
- Sajaloli, B. 1996: Les zones humides: une nouvelle vitrine pour l'environnement (Wetlands: a new showcase for environment). – *Bull. Assoc. Géogr. Franç.* **73(2)**: 132-144.
- Samraoui, B. & de Bélair, G. 1997: The Guerbes-Senhadja wetlands. Part I: An overview. – *Ecologie* 28 : 233-250.
- Samraoui, F., Boukhssaim, M., Bouzid, A., Baaziz N., Ouldjaoui, A. & Samraoui B. 2010: La reproduction du flamant rose *Phoenicopterus roseus* en Algérie (2003-2009). – *Alauda* **78**: 15-25.
- Schleifer, K. H., and Ludwig, W. (1989). Phylogenetic relationships of bacteria. The hierarchy of life. Sous la direction de: Fernholm, B., Bremer, K., Jörnvall, H. Elsevier Science Publishers, Amsterdam, 103-117.
- Schultze M et Kondorosi Á. 1998 : Regulation of symbiotic root nodule development. *Annu. Rev. Genet*: 32:33-57.

- Simmoneau, P. 1952 : *La végétation halophile de la plaine de Perrégaux*.
Thèse de Doctorat, Faculté des Sciences, Alger.
- Sitayeb, T. & Benabdeli, K. 2008: Contribution à l'étude de la dynamique de l'occupation des sols de la plaine de la Macta (Algérie) à l'aide de la télédétection et des systèmes d'information géographique. – Compt. Rend. Biol. **331(6)**: 466-474. <https://doi.org/10.1016/j.crv.2008.03.010>
- Sharma R., Chisti Y. & Banerjee U. C. (2001). Production, purification, characterization, application of lipases. *Biotechnology advances*. 19: 627-662.
- Shishido M., Pepper, I.L. (1990). Identification of dominant indigenous *Rhizobium meliloti* by plasmid profiles and intrinsic antibiotic resistance. *Soil Biol. Biochem*, 22 :11-16.
- Skerman, P.J. 1982: *Les Légumineuses fourragées tropicales*. Ed. FAO. Rome, 666pp.
- Skinner J. & Zalewski S. 1995. Fonctions et valeurs des zones humides méditerranéenne. *Publ. MedWet / Tour du Valat*, n° 2, Tour du Valat, Arles (France), 78 p.
- Skorupska A, Janczarek M, Marczak M, Mazur A, Kroń J (2006) Rhizobial exopolysaccharides: genetic control and symbiotic functions. *Microb Cell Fact* 5(7):1–19
- Somasegaran, P.,and Hoben, H.J. 1994: *Handbook for Rhizobia*. Springer-Verlang, New York, 1-138.
- Solomon, L., and Fassil, A. (2014).Symbiotic And Phenotypic Characteristics of Rhizobia Nodulating Faba Bean (*Vicia Faba*) From Tahtay Koraro, Northwestern Zone Of Tigray Regional State, Ethiopia. *Ijtee*, 2347-4289.
- Soltner, D. 2005: *Les Grandes productions végétales 20 emeEd : coll.sci et Tec Agri*, 21-140
- Soltner,D. 2005 : *Les bases de la production végétale 24eme Ed : coll.sci et Tec Agri*, 77pp.
- Sorwil, F.K., and Mytton, L.R. (1986). The nitrogen fixing potential of *Viciafabarhizobia* (*R. Leguminosarum*) from different agricultural locations. *SoilBiolBiochem*, 92:249-254.
- Sprent, J.I. 2007 : Evolving ideas of legume evolution and diversity: a taxonomic perspective on the occurrence of nodulation. *New Phytologist* 174. 1: 11-25.

- Stackebrandt, E., Frederiksen, W., Garrity, G.M., Grimont, A.D., Ka, P., Maiden, M.C.J., Nesme, X., Swings, J., Tru, H.G., and Ward, A.C. 2002 : Report of the ad hoc committee for the reevaluation of the species definition in bacteriology. *Int J Syst Evo Microbiol*, 52: 1043–1047.
- Strullu, D.G. 1991 : Les mycorhizes des arbres et des plantes cultivées. Ed. Lavoisier. Paris, 250pp.
- Ter Braak, C. J. F. 1995: Ordination: Data analysis in community and landscape ecology. – Pp. 91-173 in: Jongman R. H. G., Ter Braak C. J. F. & Van Tongeren O. F. R. (eds), Ordination: Data analysis in community and landscape ecology. – Cambridge.
- Tison, J. M. & de Foucault, B. 2014: Flora gallica: flore de France. – Mèze.
- Tate III, R.L. 2000: Soil microbiology. Second Edition. John Wiley & Sons 201-202.
- Tan, I.K.P., and Broughton, W.I. 1981, Rhizobia in tropical legumes. XIII. Biochemical basis of acid and Alkali reactions. *Soil Biol. Biochem.* 13 :389-393.
- Thiao, M. 2005 : Caractérisation et étude de la survie et de la compétitivité en pépinière et au champ de souches de *Rhizobium* inoculées chez *Gliricidia sepium* (Jacq.) Steud. Thèse de Doctorat. Université Cheikh Anta Diop (UCAD). Sénégal, 116pp.
- Tillard, P., and Drevon, J. J. (1988). Nodulation and nitrogenase activity of chickpea cultivar INRA199 inoculated with different strains of *Rhizobium ciceri*. *Agron*,8:387-392.
- Tian, C.F., Wang, E.A., Wu, L.J., Han, T.X., Chen, W.F., Gu, C.T., Gu, J.G., and Chen, W.X. (2008). *Rhizobium fabae* sp. nov., a bacterium that nodulates *Vicia faba*. *Int. J. Syst. Evol. Microbiol*, 58, 2871–2875.
- Tiwary, B.N., Prasad, B., Ghosh, A., Kumar, S. and., and Jain, R.K. (2007). Characterization of two novel biovar of *Agrobacterium tumefaciens* isolated from root nodules of *Vicia faba*. *Curr Microbiol*, 55(4):328-33.
- Travers L. ; 1958- la mise en valeur du lac Fetzara. *Annales de Géographie*, 67(361) : 260-262.
- Tuxill J. 1998: losing strands in the web of life: Vertebrate declines and the conservation of biological diversity. *Worldwatch Paper*, Washington DC.

- UICN. 2019: Liste rouge de l'UICN des espèces menacées. Version 2019–3. www.iucnredlist.org [Dernier accès 5/11/2019]
- Vance CP, Graham PH, Allan DL (2000) Biological nitrogen fixation. Phosphorus: a critical future need. In: Nitrogen fixation: from Molecules to crop productivity. Kluwer Academic Publishers, New York. pp. 839-867.
- Vandamme, P., Pot, B., Gillis, M., De Vos, P., Kersters, K., and Swings, J. (1996). Polyphasic taxonomy, a consensus approach to bacterial systematics. *Microbiol Res*, 60:407–438.
- Véla, E. & Benhouhou, S. 2007: Evaluation d'un nouveau point chaud de biodiversité végétale dans le bassin méditerranéen (Afrique du Nord). – *Compt. Rend. Biol.* 330: 589-605.
- Vincent, J.M. 1970 : A manual for a practical study of root nodule bacteria. I. B. P, Handbook n° 15, Blackwell (Ed). Oxford. Edingborough, 164 pp.
- Vincent, J.M. 1977 : *Rhizohium*: general microbiology. A Treatise on Dinitrogen Fixation, (section III), (Hardy RWF and Silver WS eds). New York: John Wiley, 277-366.
- Wang, E. T., and E. Martinez, R. 2000 : *Sesbania herbacea-Rhizobium huautlense* nodulation in flooded soils and comparative characterization of *S. herbacea*-nodulatingrhizobia in different environments. *Microb. Ecol*, 40:25-32.
- Wang L, Cao Y, Wang ET, Qiao YJ, Jiao S, Liu ZS, Zhao L, Wei GH (2016) Biodiversity and biogeography of rhizobia associated with common bean (*Phaseolus vulgaris* L.) in Shaanxi Province. *Syst Appl Microbiol* 39(3):211–219
- Whigham, D. F. 2004: Ecology of woodland herbs in temperate deciduous forests. – *Annual Rev. Ecol. Evol. Syst.* **35**: 583-617.
- Williams, D. D. 2006: The biology of temporary waters. – Oxford.
- Woese, C.R. 1987 : .Bacterial evolution. *Microbiol Rev*, 51: 221–271.
- Xiao, Y., Li, L., and Zhang, F. 2004 : Effect of root contact on interspecific competition and N transfer between wheat and faba bean using direct and indirect ¹⁵N techniques. *Plant Soil.* 262: 45-54.
- Young ND, Mudge J, Ellis TH (2003) Legume genomes: more than peas in a pod. *Current Opinion in Plant Biology* 6: 199-204.

- Zahi, F. 2014: Contribution à l'étude hydrochimique du bassin versant du lac Fetzara. Approche géo-chimique et fonctionnement des sols et des eaux. - Thèse de Doctorat en géologie appliquée, option hydrogéologie, Université Badji Mokhtar Annaba, Algérie.
- Zahran, H. H. (2001). Rhizobia from wild legumes: diversity, taxonomy, ecology, nitrogen fixation and biotechnology. *J. Biotechnol.* 91, 143–153.
- Zahran HH (1999) Rhizobium-Legume Symbiosis and Nitrogen Fixation under Severe Conditions and in an Arid Climate. *Microbiology and Molecular Biology Reviews* 63: 968- 989.
- Zahran HH, Sprent JI (1986) Effects of sodium chloride and polyethylene glycol on root-hair infection and nodulation of *Vicia faba* L. plants by *Rhizobium leguminosarum*. *Planta* 167:303 - 309
- Zouaidia, H., de Bélair, G. Benslama, M., Souile-Maesch, I. & Muller, S.D. 2015: Intérêt des *Characeae* comme bio indicateur de la qualité des eaux: le cas des zones humides de Numidie (Nord-Est algérien). – Rev. Écol. (Terre Vie) **70(2)**: 121-133.
- Zaidi, A and Mahiout, B. (2012). Voyage au coeur des aliments, 200pp.
- Zakhia F, Jeder H, Domergue O, Willems A, Cleyet-Marel JC, Gillis M, Dreyfus B, P. De Lajudie. 2004. Characterization of wild legume nodulating bacteria (LNB) in the infra-zone of Tunisia. *Syst. Appl. Microbiol.* 27 : 380-395.
- Zakhia, F., and de Lajudie, P. (2006). Modern bacterial taxonomy: techniques review application to bacteria that nodulate leguminous plants (BNL). *Can J Microbiol*, 52:169–181.
- Zaghouane, O. (1991). The situation of faba bean (*Vicia faba* L.) in Algeria. *Options Méditerranéennes. Série Séminaires*, 10: 123-125.
- Zhang, X.X., Kosier, B., and Priefer, U.B. (2001). Genetic diversity of indigenous *Rhizobium leguminosarum* bv. *viciae* isolates nodulating two different host plants during soil restoration with alfalfa. *Mol. Ecol*, 10: 2297–2305.
- Zhang, Y.J., Zheng, W.T., Overall, I., Young, J.P.W., Zhang, X.X., Tian, C.F., Sui, X.H., Wang, E.T., and Chen, W.X. (2015). *Rhizobium anhuiense* sp. nov., isolated from effective nodules of *Vicia faba* and *Pisum sativum* grown in Southern China. *Int J Syst Evol Microbiol*, 65: 2960-2967.

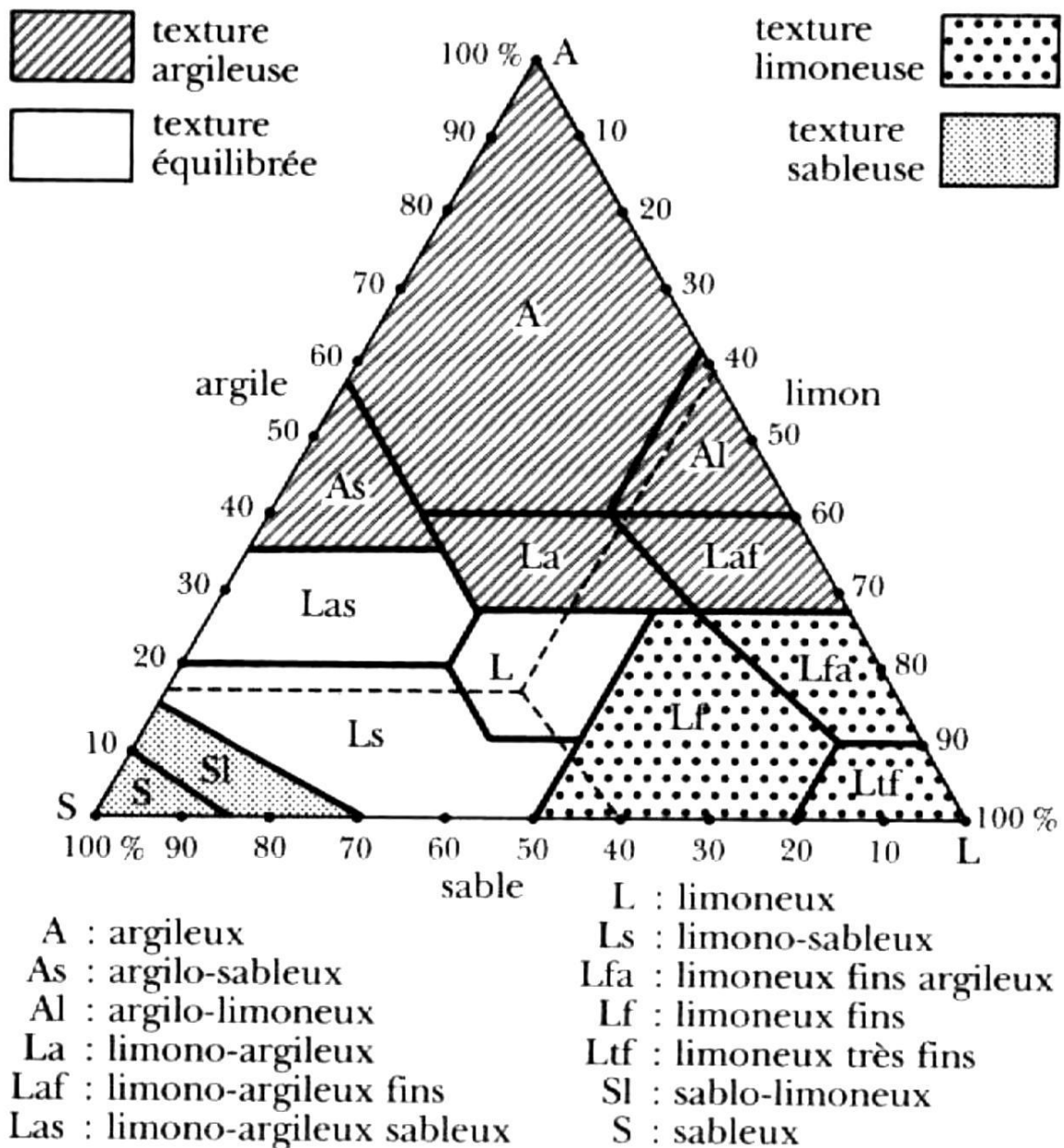
- Zhu H, Choi HK, Cook DR, Shoemaker RC (2005) Bridging Model and Crop Legumes through Comparative Genomics. *Plant Physiology* 137: 1189-1196.
- Zehari, A., Aurag, J., Khbaya, B., Kharchat, D., and Filali-Maltouf, A. (2000). Phenotypic characteristics of rhizobia isolate nodulating *Acacia* species in the arid and Saharan regions of Morocco. *Lett. Appl. Microbiol*, 30:35-35.
- Zerihun, B. (2006). Symbiotic and phenotypic diversity of *Rhizobium leguminosarum* bv. *Viciae* isolates (*Vicia faba*) from Northern Gondar, Ethiopia. An MSc Thesis, School of Graduate Studies, Addis Ababa University, Addis Ababa, 73p

Références bibliographiques

Annexes

Annexe 1 : Analyse physicochimique de sol : analyse granulométrique

Le triangle de texture permet de classer les sols d'après leur composition granulométrique



TRIANGLE DES TEXTURES
(d'après U.S. département of agriculture)

Annexe 2 : Analyse physicochimique de sol : pH du sol

Interprétation selon les normes internationales du pH du sol : (INRA, 1995)

- Les sols neutres ont donc un pH voisin de 7 (entre 6,5 et 7,5) ;
- Les sols moyennement acides : pH de 5,5 à 6,5 ;
- Les sols très acides : pH de 4,5 à 5,5 ;
- Les sols extrêmement acides : pH inférieur à 4,4 ;
- Les sols légèrement à moyennement alcalin : pH entre 7,5 à 8,5 ;
- Les sols alcalins : pH entre 8,5 à 9 ;
- Les sols très alcalins : pH supérieur à 9.

Annexe 3 : Analyse physicochimique de sol : mesure conductivité électrique

Interprétation selon l'échelle internationale de salure.

- $CE < 0,5$ mS/cm : sol moins salé ;
- $0,5 < CE < 1$ mS/cm : sol légèrement salé ;
- $1 < CE < 2$ mS/cm : sol salé ;
- $2 < CE < 4$ mS/cm : sol très salé ;
- $2 < CE < 4$ mS/cm : sol extrêmement salé.

Annexe 4 : Analyse physicochimique de sol : dosage du calcaire total (Callot-Dupuis, 1980)

| Taux du calcaire | < 1 % | 1 à 5% | 5 à 25% | 25 à 50% | 50 à 80% | <80% |
|------------------|--------------|--------------|---------------------|--------------------|-------------------------|------------------------|
| appréciation | Non calcaire | Peu calcaire | Modérément calcaire | Fortement calcaire | Très fortement calcaire | Excessivement calcaire |

Annexe 5 : Analyse physicochimique de sol : matière organique

Normes internationales de la matière organique :

| Classe du sol | Très pauvre | Pauvre | Moyennement pauvre | Riche | Très riche |
|---------------------|-------------|----------|--------------------|-------|------------|
| Matière organique % | < 0,7 | 0,7- 1,5 | 1,5- 3 | 3-6 | >6 |