



الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
République Algérienne Démocratique et Populaire
وزارة التعليم العالي والبحث العلمي
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
جامعة محمد البشير الإبراهيمي برج بوعريريج
Université Mohammed El Bachir El Ibrahimi B.B.A
كلية علوم الطبيعة والحياة وعلوم الأرض والكون
Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie et des Sciences de la Terre et de
l'Univers
قسم العلوم البيولوجية
Département des Sciences Biologiques



Mémoire

En vue de l'obtention du diplôme de Master
Domaine des Sciences de la nature et de la Vie
Filière : Ecologie et Environnement
Spécialité : Biodiversité et Environnement

Intitulé :

**Contribution à la caractérisation biologique du sol
d'une zone humide
Medjana wilaya de Bordj Bou Arréridj**

Présenté par :

BOUNECHADA Imane & HAMIDI Zoubida

Soutenu le : 06/07/ 2022, Devant le Jury :

	Nom & Prénom	Grade	Affiliation/ Institution
Président :	BELLOULA Salima	MCB	Faculté SNV-STU, Univ.de B.B.A
Encadrant :	ALLIAT Toufik	MCA	Université de B.B.A.
Examineur :	LAOUFI Hadjer	MAA	Université de B.B.A.
Co-Encadrant :	AIT MECHEDAL Mouloud	MCB	Université de B.B.A.

Année Universitaire 2021/2022

Remerciements

On remercie Dieu le tout puissant de nous avoir donné la santé et la volonté d'entamer et terminer ce mémoire

*Nous tenons à exprimer notre reconnaissance à notre encadrant **Dr. ALIAT TOUFIK** de pouvoir nous donner la confiance à faire ce travail.*

*Tous nos remerciements et gratitude aux membres du jury « **Dr. BELOULA Salima** et **Dr. LAOUFI Hadjer** » pour avoir accepté d'examiner ce travail pour la discussion apportée sur ce projet et à notre Co-encadrant **Dr. Ait MECHDAL Mouloud**.*

*Notre remerciement s'adresse à **Mr. Nkhili Abdelghani** pour son aide pratique et son soutien moral et ses encouragements.*

*Nous remercîments sont aussi adressés au responsable de « **Laboratoire de Microbiologie** », pour sa gentillesse, son aide scientifiques, et sa disponibilité.*

The page is framed by a decorative border of pink and red flowers, green leaves, and black graduation caps. Two silhouettes of graduates in caps are positioned at the top, facing each other. The text is centered within this frame.

Dédicace

Un moral d'acier et une volonté de fer décrivent bien mon parcours jusqu'ici. C'est dire combien il m'a été difficile de patienter toute une décennie pour prétendre à ce Master. Dieu merci, j'ai été bien entouré, je tien à dédie ce mémoire :

A mon honorable mère qui est le symbole de la bonté par excellence, la source de tendresse et l'exemple du dévouement qui n'a pas cessé de m'encourager et de prier pour moi.

Pour mon père qui tout au long de sa vie n'a ménager ces efforts fournis jour et nuit pour mon éducation et mon bien être Ce travail est le fruit de tes sacrifices que tu as consentis pour mon éducation et ma formation.

A mes frères : Sofiane, Messaoud, Lokman

Mes sœurs : Rima, Aïcha mes nièces et neveux

A toute ma grande famille Hamidi et Yahia Aïssa en particulier mon oncle Dhaïf

Ma tante Resskia et Salim que dieu tout puissent bénisse leur âme

A mes cousins et cousines : Naïma, Faïza, Assma, Amina, Rayan à mes amis : Assia, Zaki, Meriem qui m'ont soutenue dans mes moments difficiles.

Et une spéciale dédicace à mon binôme ma sœur Imane et son mari qui m'a donnée la force à continuer ce travail

Dounia

The page is framed by a decorative border of colorful flowers, including red and pink roses, and green leaves. At the top, two black silhouettes of a woman wearing a graduation cap and gown are shown in profile, facing each other. They are holding a large, ornate floral arrangement. The word "Dédicace" is written in a large, elegant, black serif font in the center of the page.

Dédicace

Un moral d'acier et une volonté de fer décrivent bien mon parcours jusqu'ici. C'est dire combien il m'a été difficile de patienter toute une décennie pour prétendre à ce Master. Dieu merci, j'ai été bien entouré, je tiens à dédier ce mémoire :

A mon honorable mère et à mon père l'exemple du dévouement qu'ils n'en pas cessé de m'encourager et de prier pour moi.

A mes frères : Hichem, Bilal, Othman

Mes sœurs : Chaïma, Yasmine, Douaa

A toute ma grande famille BOUNECHADA et KETFI

A ma petite famille mon mari Dr. KETFI Mohammed El Amine qui m'a soutenu tout au long de ce travail et qui m'a donné la force pour le continuer, mes enfants la ponelle de mes yeux Abd El Rahman et ElBarae qui m'ont soutenue dans mes moments difficiles.

Et une spéciale dédicace à mon binôme ma sœur Dounia qui m'a donnée la force à continuer ce travail

IMANE

TABLE DES MATIERES

REMERCIEMENTS

DEDICACES

LISTE DES FIGURES.

LISTE DES TABLEAUX

LISTE DES ABREVIATIONS

INTRODUCTION 1

MATERIEL ET METHODES

I.1. Présentation de la zone d'étude	4
I.1.1. Cadre géographique.....	4
I.1.2. Cadre hydrologique.....	5
I.1.3. Cadre pédologique.....	6
I.1.4. Cadre climatologique.....	7
I.1.4.1 Température.....	7
I.1.4.2 Précipitations.....	8
I.1.4.3 Vent.....	8
I.1.4.4 Humidité.....	9
I.1.4.5 Insolation.....	9
I.1.5 Synthèse bioclimatique.....	10
I.1.5.1 Diagramme ombrothermique de BAGNOULS et GAUSSEN.....	10
I.1.5.2 Climagramme d'Emberger.....	11
I.1.5.3 Indice de DEMARTONNE.....	12
I.1.6 Cadre socio-économique.....	13
I.1.7 Agriculture.....	13
I.1.8 Unités industrielles.....	14
I.1.9 Menaces écologiques et environnementales.....	14
II.1 Matériels	16
II.1.1 Origine des échantillons du sol.....	16
II.1.2 Station de prélèvement.....	16
II.1.3 Conditions de prélèvement.....	16
II.1.4 Choix des sites.....	17

II.1.5 Matériels	17
II.1.5.1 Sur terrain.....	17
II.2 Méthodes	18
II.2.1 Analyses physico-chimiques	18
II.2.1.1 Potentiel hydrogéné (PH) du sol.....	18
II.2.1.2 Conductivité électrique.....	18
II.2.1.3 L'humidité.....	18
II.2.2 Analyses microbiologiques.....	18
II.2.2.1. Préparation des échantillons.....	18
II.2.2.2 Méthode de dilution.....	19
II.2.2.3 Méthode d'ensemencement des suspensions-dilutions.....	20
II.2.2.4. Méthode de dénombrement des micro-organismes.....	21
II.2.2.4.1 Milieux de culture	21
II.2.2.4.2 Recherche de la microflore totale	22
II.2.2.4.3 Recherche des bactéries aérobies mésophiles.....	22
II.2.2.4.4 Recherche des actinomycètes	22
II.2.2.4.5 Recherche des entérobactéries.....	22
II.2.2.4.6 Recherche des Pseudomonas	22
II.2.2.4.7 Recherche des champignons.....	22
II.2.2.5 Isolement des micro-organismes	22
II.2.2.5.1 Obtention de cultures pures de bactéries	22
II.2.2.5.2 Obtention de cultures pures de champignons.....	23
II.2.2.5.3 Vérification de la pureté des souches.....	23
II.2.2.6 Identification de quelques souches microbiennes isolées	23
II.2.2.6.1. Identification des souches bactériennes.....	23
A. Étude des caractères morphologiques	23
B. Étude des caractères biochimiques	23
II.2.2.6.2 Identification des souches fongiques.....	25
A. Examens macroscopiques.....	25
B. Examens microscopiques	25

RESULTATS ET DISCUSSION	27
1. Résultats des analyses physico-chimiques.....	27
1.1 Discussions des analyses physico-chimiques.....	27
2. Résultats des analyses microbiologiques.....	28
2.1 Distribution quantitative de la microflore totale du sol.....	28
2.2 Discussions des analyses microbiologiques.....	29
3. Identification de quelques microorganismes.....	30
3.1 Identification de quelques souches bactériennes.....	30
3.2 Identification de quelques espèces fongiques	33
CONCLUSION	36
BIBLIOGRAPHIE	38
ANNEXE	

Liste des figures

Figure 01. Carte de la situation géographique de la zone humide d' El Hammam.....	5
Figure 02. Carte hydrologiques de sous bassin versant de Medjana.....	6
Figure 03. Carte pédologique du sous bassin versant de la zone humide el hammam.....	8
Figure 04. Diagramme Ombrothermique de la région d'étude.....	12
Figure 05. Diagramme d'Emberger.....	13
Figure 06. Production végétale de la zone d'étude.....	14
Figure 07. Zone humide El Hammam située à Medjena.....	16
Figure 08. Localisation des trois sites de prélèvement dans la zone humide de Medjana.....	17
Figure 09. 10 points de prélèvements pour les trois sites (S ₁ , S ₂ , S ₃).....	19
Figure 10. Préparation des suspensions dilutions.....	20
Figure 11. Dilutions préparées.....	20
Figure 12. Différents milieux de culture coulée dans des boites de pétri.....	21
Figure 13. Schéma et photos du dispositif des cultures sur lames.....	25
Figure 14. Aspect macroscopique et Observation microscopique après coloration de Gram de la souche <i>Bacillus sp</i> sur gélose nutritive.....	31
Figure 15. Aspect macroscopique et Observation microscopique après coloration de Gram de la souche <i>Enterobacter sp</i> sur gélose MacConkey.....	31
Figure 16. Aspect macroscopique et Observation microscopique après coloration de Gram de la souche <i>Pseudomonas sp</i> sur gélose King B.....	31
Figure 17. Aspect macroscopique et Observation microscopique après coloration de Gram de la souche <i>Actinobacter sp</i> sur gélose sabouraud.....	32
Figure 18. Trois espèces fongiques : <i>Mucor sp</i> , <i>Aspergillus sp</i> , <i>Penicillium sp</i>	34

Liste des tableaux

Tableau 01. Moyenne mensuelles de la température de Medjana (2009-2021).....	9
Tableau 02. Moyenne mensuelles de la précipitation de Medjana (2009-2021).....	9
Tableau 03. Moyenne mensuelles du vent de Medjana (2009-2021).....	10
Tableau 04. Moyenne mensuelles de l'humidité de Medjana (2009-2021).....	10
Tableau 05. Moyenne mensuelles de l'insolation de Medjana (2009-2021).....	10
Tableau 06. Caractéristiques de climat de la région d'étude.....	13
Tableau 07. Valeurs de l'indice d'aridité.....	14
Tableau 08. Le pH, la conductivité électrique et l'humidité de chaque site.....	27
Tableau 09. Dénombrement de la microflore totale du sol dans les trois sites.....	28
Tableau 10. Caractères macroscopiques et microscopiques de quelques espèces bactériennes.....	30
Tableau 11. Description et identification des isolats fongiques sur milieu Czapeck.....	33

Liste des abréviations

APC : Assemblée populaire communale

BBA : Bordj Bou Arréridj

CE : Conductivité électrique

DGF : Direction Générale des Forêts

DHE : Direction d'hydraulique

DRE : Direction De Ressources En Eau

ds : Décisiemence

pH : potentiel hydrogène

Ramsar : Conservation et l'utilisation rationnelle des zones humides et de leurs ressources

UFC : Unité Formant une Colonie

BNEDER : Bureau National d'études pour le développement Rural

ITAB : Institut technique de l'agriculture biologique

Introduction

Introduction

Les zones humides en particulier méditerranéennes, constituent un écosystème indispensable à l'équilibre écologique, elles sont officiellement et internationalement reconnues depuis 1971 par la Convention de Ramsar comme une ressource de grande valeur écologique, économique, culturelle, scientifique et récréative (**Sidhoum, 2019**). En effet, elles abritent des milliers d'espèces animales et végétales endémiques et constituent un réservoir de biodiversité d'où la nécessité de les préserver (**Cucherousset, 2006**).

Elles jouent un rôle important dans l'épuration des eaux, le développement de la pêche, la production du bois, la prévention des inondations, le captage des sédiments, la recharge des nappes phréatiques, la stabilisation des berges et l'atténuation des forces érosives (**Sidhoum, 2019**).

En raison de la richesse spécifique de ces zones humides, le sol, loin d'être un substrat inerte, est un milieu dynamique et complexe, en particulier par les microorganismes qui l'habitent (**Gobat et al., 2003**). Ces derniers constituent un des maillons du cycle biologique, et l'étude de leur nature, de leur nombre, de leurs effets, est nécessaire pour la connaissance des sols en ce qui concerne la formation, la conservation, l'évolution et la fertilité. (**Mokhtar, 2016**).

Les microorganismes du sol sont très nombreux, plusieurs milliards de bactéries peuvent être retrouvées dans un gramme de sol, et très diversifiés (plusieurs dizaines de milliers à plusieurs millions d'espèces par gramme de sol) (**Bourgeois, 2020**). La biomasse microbienne du sol est composée majoritairement de bactéries, champignons et d'actinomycètes dont le ratio varie en fonction du mode d'usage, des nutriments, du pH ou de la température (**Strickland et Rousk, 2010**).

Ces microorganismes telluriques sont responsables, directement ou indirectement, au fonctionnement et à la qualité des écosystèmes terrestres puisqu'ils peuvent décontaminer les sols pollués (bioremédiation) (**Bourgeois, 2020**). Interviens dans la décomposition des résidus animaux et végétaux, la transformation et le stockage des nutriments, les échanges gazeux et hydriques, la formation et la stabilisation de la structure du sol, la synthèse des composés humiques et la dégradation des molécules xénobiotiques. (**Dick, 1997., Paul, 2000 in Gros, 2002**).

Les milieux humides sont très utiles mais aussi très menacés, durant le dernier siècle, plus de la moitié des zones humides mondiales auraient disparues (**Boudiaf et al., 2021**).

Selon **Davidson (2014)**, le taux de perte des zones humides dans le monde a été plus élevé, avec une perte de 64% à 71% depuis 1900, Cette dégradation est due à divers facteurs (**Saifouni, 2009 in Boudiaf et al., 2021**). Comme, les changements climatiques, la désertification, le surpâturage ou le pâturage non contrôlé qui provoque une diminution du couvert végétal (**Aidoud et Nedjeraoui, 1992., Slimani, 1998., Miara et al., 2016 in Boudiaf et al., 2021**). la pollution par les eaux usées ménagères et industrielles déversées dans les écosystèmes, des décharges publiques et débris de constructions, l'urbanisation, déviation des cours d'eaux pour les besoins de la population, agriculture, par des labours dans la zone tampon ou des pratiques agricoles inadéquates (outils de travail et système d'exploitation), ces activités anthropiques vont perturber et transformer le fonctionnement de l'écosystème au cours du temps jusqu'à la disparition (**Aliat, 2017**).

Actuellement de nombreuses questions sont posées quant au poids des activités anthropiques sur le fonctionnement des sols. Une dégradation de 40% des sols à l'échelle planétaire ayant pour conséquences leur érosion, leur acidification, l'augmentation de la pollution atmosphérique et de la désertification (**Doran et Zeiss, 2003**). Cette dégradations ont modifié la biodiversité des communautés telluriques, avec des conséquences sur le fonctionnement biologique du sol et donc les services qu'il peut rendre (**Maron et al., 2011**).

L'Algérie est riche en zones humides qui font partie des ressources les plus précieuses sur le plan de la diversité biologique et de la productivité naturelle (**MATE, 2000**). Parmi ces zones, la zone humide artificielle El Hammam qui se situe dans le Sud de la région de Medjana, elle s'étend sur une superficie de 13.40ha, et qu'elle est méconnue en Algérie et de plus en plus menacée par de nombreuses sources de pollution.

Malgré la grande importance des micro-organismes dans l'écosystème, les études effectués dans ce sujet sont restreinte voire inexistantes. Dans notre zone d'études El Hammam, nous sommes les premiers à mener une étude biologique du sol, duquel des études ont déjà été menées sur la flore, l'avifaune et la pollution de l'eau (Etude de l'impact des eaux usées sur la zone humide (**Aliat et Madadi, 2018**), la phytodiversité et l'état de santé de L'écosystème (**Ferchiche et Lammari, 2018**), La phytodiversité (**Oucif et Saadaoui, 2019**), la valorisation de la biodiversité (**Boudiaf et Louassa, 2021**)...).

Pour apprécier la grande importance de cette zone humide et afin d'entourer cet écosystème de toutes parts, nous avons complété les études précédentes par l'étude microbiologique et physico-chimiques du sol.

L'objectif principal de notre travail est :

- Le dénombrement par les méthodes UFC (unité formant une colonie) : de la microflore totale, des entérobactéries, des bactéries aérobies mésophiles, des *Pseudomonas*, des actinomycètes et des champignons.

- L'identification de quelques espèces de bactéries, d'actinomycètes et de champignons présents dans la microflore des échantillons de sols prélevés dans la zone d'étude.

Le présent travail de recherche est scindé en trois parties ;

La première partie consiste à la présentation de la zone d'étude par des rappels bibliographique sur le cadre géographique, hydrologique, pédologique et climatique.

La deuxième partie présente l'étude expérimentale : zone de prélèvement, méthodologie adoptée pour réaliser les analyses biologique et les analyses physico-chimiques.

La troisième partie est consacrée à la présentation des résultats obtenus, les interprétations et les discussions éventuelles. Finalement la conclusion et les perspectives.

Matériel et méthodes

I.1. Présentation de la zone d'étude

I.1.1. Cadre géographique

Le Chef-lieu de la wilaya de Bordj Bou Arreridj est situé à 220 km à l'Est de la capitale Alger sur les haut-plateaux, elle s'étend sur une superficie de 3 921 km². Elle est limitée au Nord par la wilaya de Bejaïa, à l'Est par la wilaya de Sétif, à l'Ouest par la wilaya de Bouira et au Sud par la wilaya de M'Sila.

La Commune de Medjana se situe dans la partie Nord-Ouest de la région de Bordj Bou Arreridj (BBA) à 10 Km du chef-lieu de la wilaya (**Figure 01**), elle s'étend sur une superficie de 195.30 Km² (APC, 2016), avec une altitude qui varie entre 1668 m dans la montagne de Tafertaset et 800 m à Oued Mhadjer (DGF, 2021).

Elle est limitée :

- Au Nord par Colla, à l'Est par Hasnaoua, au Sud-Est par Bordj Bou Arreridj, au Sud-Ouest par El Achir et à l'Ouest par Teniet-Ennasr et Mansoura.

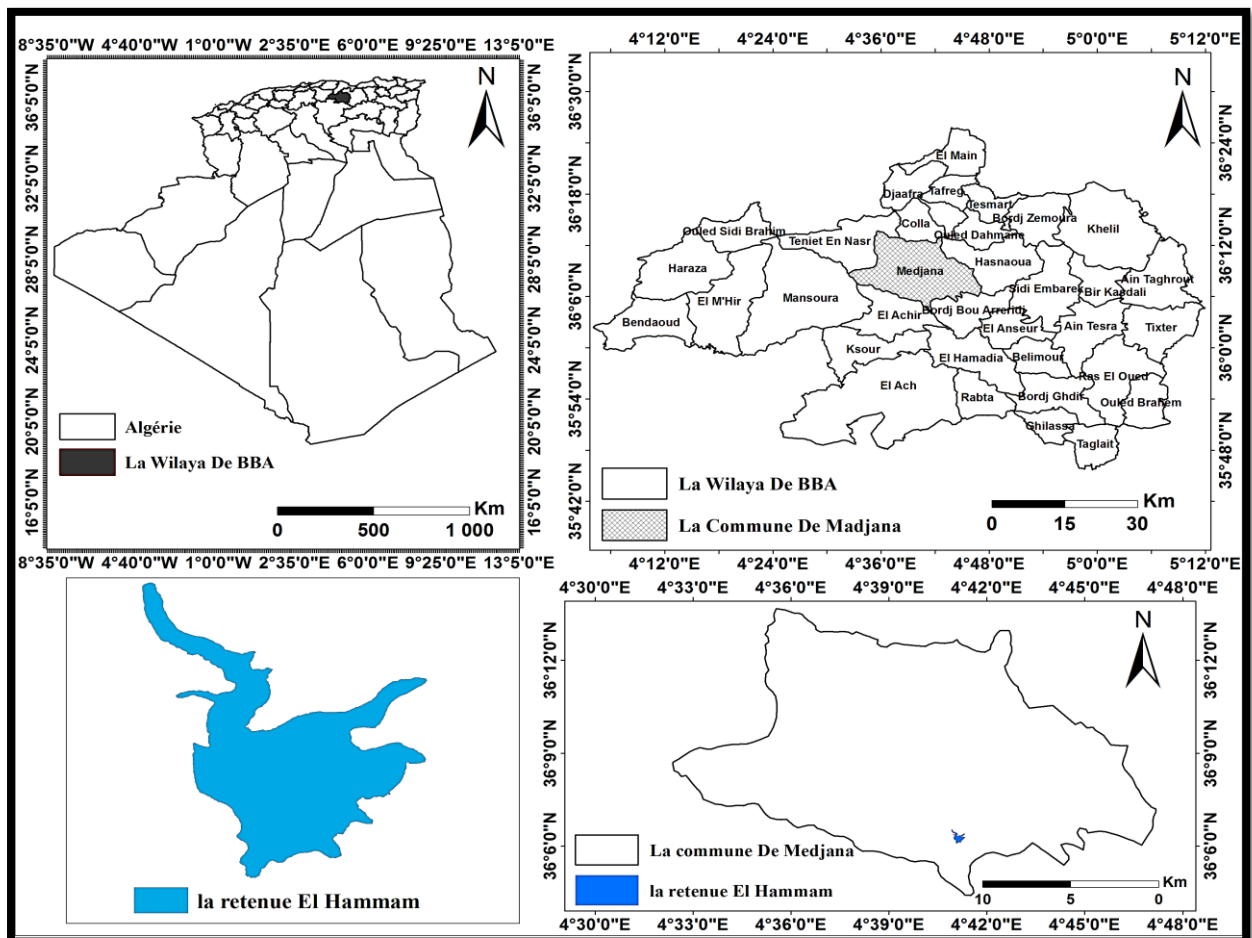


Figure 01 : Carte de la situation géographique de la zone humide d'El Hammam.

La région de Medjana renferme une retenue collinaire continentale artificielle qui existe depuis 1991, située au Sud (**Figure 01**), au point géographique (X : 36° 6' 11.18'' et Y : 4° 41' 2.73''), nommée « retenue El Hammam », avec une superficie de 13,40 ha, dans des terres plates limitée par des terres agricoles et entourée par les monts de Ragouba (1125 m) et Sidi Dilmi (1142 m) au Nord, Bouchâra (1099 m) à l'Est (**DGF, 2021**).

I.1.2. Cadre Hydrologique

Selon la direction d'hydraulique (DHE), Medjana est caractérisée par deux retenues collinaires artificielles, la première est nouvelle, faite en 2017, et la deuxième existe depuis 1991 qui est notre zone d'étude (**Ferchiche et Lammari, 2018**).

Il existe deux ressources en eau à Medjana (**Figure 02**) : les ressources sous terraines représentées par les nappes phréatiques et les forages et les ressources superficielles représentées par les châteaux d'eau, les oueds et les retenues collinaires (**DRE, 2019**).

Les principales Thalwegs dans la région sont : Oued-Mhadjar situé au Nord et Oued-Ouerdigue situé à l'Est et vient de la région Nord, il court presque toute l'année sauf les deux mois Juillet et Août, il est très important car il fait le remplissage de la retenue collinaire El Hammam (**DGF, 2019**).

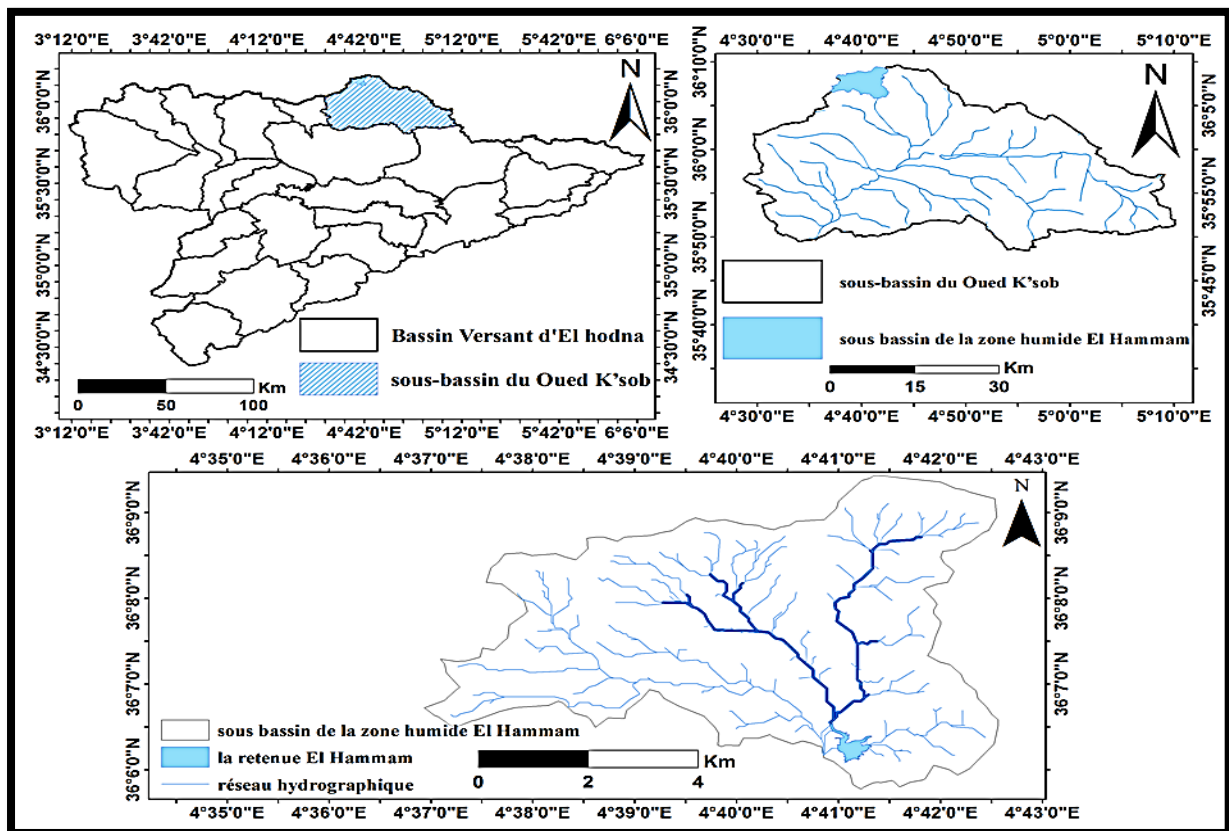


Figure 02 : Carte hydrologiques de sous bassin versant de Medjana.

I.1.3. Cadre pédologique

Les sols constituent l'élément essentiel des biotopes propres aux écosystèmes continentaux (**Ramade, 2009**). La formation des sols dépend essentiellement de la nature de la roche mère ainsi que la topographie (**Durand, 1954**).

Selon **Bneder (2008)**, Au niveau de la wilaya de Bordj Bou Arreridj on peut distinguer différents types de sol :

A/ Zone montagneuse : Les sols relativement peu profonds argilo-limoneux et les sols de moyennes et hautes montagnes repose sur roche mère constituée de calcaire, marno-calcaire et de grès.

B/ Zone Sud : La couverture pédologique de la zone est une association des sols lithiques marneux.

C/ Zone des hautes plaines : Le sol rencontré dans cette zone est sols bruns calcaires.

Medjana est situé dans la zone des hautes plaines elle est caractérisé par des sols bruns calcaire (**Figure 03**), elle est composé essentiellement par : (**Madaci et Madadi, 2017**)

- **Sols insaturés** : Sur roche mère imperméable, caractérisés par un seul horizon et souvent humifères ; ils sont plus répandus, mais ne couvrent de vastes surfaces que dans le Tell, d'autant plus qu'il est plus arrosé.

- **Sols calcaires** : Comportant un seul horizon, de texture légère et perméable, parfois humifères ; ils occupent, dans le Tell, les surfaces que ne couvrent pas les deux premiers types ; les sols en équilibre, peu épais, pauvres en sels solubles, sans calcaire ;

- **Sols calciques** : Sont du même type, mais à complexe absorbant saturé par du calcium et dont les matériaux sont façonnés par le vent ; ce sont les sols des hautes plaines et des dépressions d'Atlas pré-saharien.

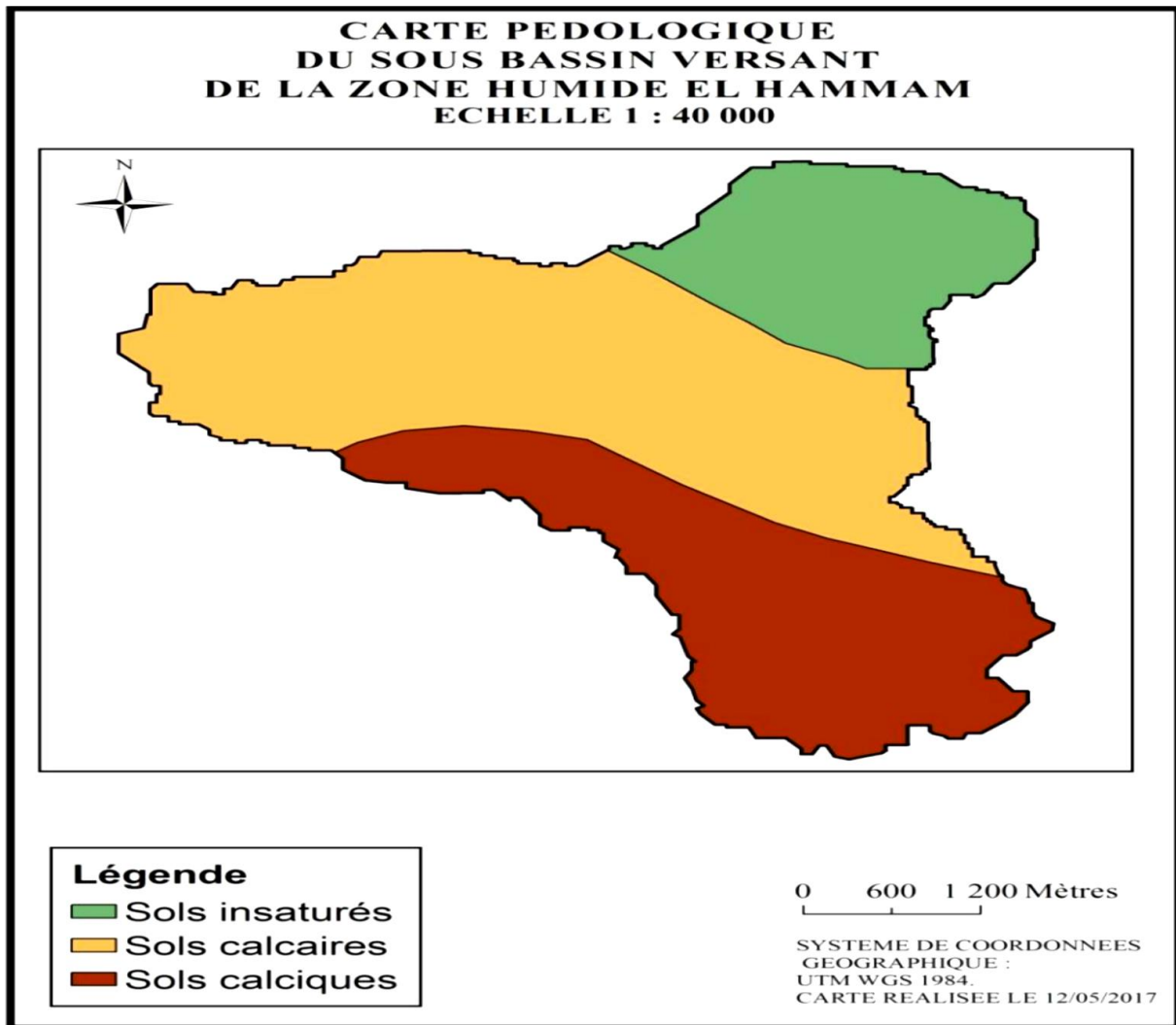


Figure 03 : Carte pédologique du sous bassin versant de la zone humide el hammam.

(Aliat et Maadadi, 2018)

I.1.4. Cadre climatologique

Le climat est le facteur du milieu le plus important qui influe d'une manière directe sur les populations (Thomas, 1976).

Il est caractérisé par ces deux composantes essentielles : les précipitations et les températures et d'autres caractéristiques secondaires. Pour bien caractériser notre zone d'étude, nous avons pris en compte les données climatiques de Relevé météorologique de Medjana pour la période de 10 ans (2009-2021). Et les indices couramment utilisés en bioclimatologie.

I.1.4.1. Température

La température constitue un facteur écologique limitant important, elle contrôle l'ensemble des phénomènes métaboliques et conditionne la répartition des végétaux et des animaux dans les écosystèmes soit aquatiques ou terrestre (Kammia et Herhar, 2015).

Tableau 01 : Moyenne mensuelles de la température dans la zone Medjana (2009-2021) (Station météorologique de BBA).

Mois	Jan	Fév	Mars	Avril	Mai	Juin	Juillet	Aout	Sept	Oct	Nov	Déc
T_{min} moyenne (°C)	3	3	5	9	13	19	23	23	19	13	8	4
T_{max} moyenne (°C)	10	11	15	19	24	30	35	34	28	22	15	11

Le tableau montre que les températures mensuelles moyennes atteignent leur minimum au mois de janvier et février avec une température de 3°C, et le maximum au mois de Juillet avec 35°C.

I.1.4.2. Précipitations

Les précipitations constituent un facteur écologique d'importance fondamentale dans l'alternance saison des pluies et saison sèche, qui joue un rôle régulateur des activités biologiques (**Ramade, 1984**).

Tableau 02 : Moyenne mensuelles des précipitations Medjana (2009-2021) (Station météorologique de BBA).

Mois	Jan	Fév	Mars	Avril	Mai	Juin	Juillet	Aout	Sept	Oct	Nov	Déc
P (mm)	31,11	34,58	42,78	35,51	27,19	19,52	13,8	18,7	29,52	29,32	35,32	26,62

D'après le (Tableau 02), La région d'étude reçoit une quantité de pluie irrégulière, la quantité la plus faible a été enregistrée durant le mois de Juillet avec (13.8 mm), par contre le mois le plus arrosé est le mois de Mars avec (42,78 mm).

I.1.4.3. Vent

Le vent correspond au déplacement d'une masse d'air consécutif à des différences locales de température et de pression. D'une légère brise à une forte tempête, la vitesse et l'amplitude géographique des vents peuvent être variable dans le temps (**Janlou, 2001**).

Tableau 03 : Moyenne mensuelles de la vitesse du vent Medjana (2009-2021) (**Station météorologique de BBA**).

Mois	Jan	Fév	Mars	Avril	Mai	Juin	Juillet	Aout	Sept	Oct	Nov	Déc
Vent (m/s)	15,29	15,58	2,73	2,54	2,48	2,36	2,38	2,23	2,00	1,96	2,15	1,88

La vitesse du vent maximale est enregistrée au cours du mois de Février avec (15,58 m/s) et la vitesse du vent moyenne est en général entre (1.88 m/s et 15.58 m/s) toute l'année.

I.1.4.4. Humidité

D'après **Janlou (2001)**, l'humidité correspond à la quantité de vapeur d'eau dans l'air par rapport à la capacité maximale que ce dernier peut en contenir. L'humidité s'exprime en pourcentage (%) et dépend de la température et de la pression.

Tableau 04 : Moyenne mensuelle de l'humidité Medjana (2009-2021). (**Station météorologique de BBA**).

Mois	Jan	Fév	Mars	Avril	Mai	Juin	Juillet	Aout	Sept	Oct	Nov	Déc
MMU(%)	74,89	72,33	67,11	63,22	55,89	47,22	37,89	42,78	57,00	61,00	72,11	77,11

On remarque que L'humidité minimale est enregistrée au mois de Juillet (37,89%), et le maximum est enregistré au mois de Décembre (77,11%).

I.1.4.5. Insolation

L'insolation est la durée d'apparition du soleil, elle est exprimée en heure. Elle varie en fonction de l'altitude qui détermine la longueur des jours et le degré d'obliquité des rayons solaires (**Bouhnik et Daoud, 2016**).

Tableau 05 : Moyenne mensuelles de l'insolation Medjana (2009-2021). (**Station météorologique de BBA**).

Mois	Jan	Fév	Mars	Avril	Mai	Juin	Juillet	Aout	Sept	Oct	Nov	Déc
Insol (h)	179,34	171,68	219,84	242,51	309,93	329,27	360,80	335,09	254,30	230,17	172,93	182,51

La région d'étude reçoit une quantité de lumière solaire relativement très importante (voir tableau 5). Le minimum est enregistré au mois de Février avec une durée d'insolation de (171,68 h) et le maximum enregistré au mois de Juillet avec 360,8 heures.

I.1.5. Synthèse bioclimatique

La synthèse des données climatiques peut se faire par plusieurs indices climatiques, notamment l'indice d'aridité de DEMARTONNE, le diagramme ombrothermique de BAGNOULS et GAUSSEN, le climagramme d'EMBERGER et d'autres indices.

La pluviosité et la température sont les principaux facteurs qui régissent le développement des êtres vivants (**Ramade, 2002**). Pour la région méditerranéenne les synthèses climatiques les plus utilisées sont le diagramme ombrothermique de BAGNOULS et GAUSSEN et d'autre part le Climagramme d'EMBERGER (**Bouhnik et Daoud, 2016**).

I.1.5.1 Diagramme ombrothermique de BAGNOULS et GAUSSEN

Il permet de déterminer la période sèche et sa durée, on considère un mois comme biologiquement sec lors que $P \leq 2T$, avec :

- P : Précipitations moyennes en mm.
- T : Température moyenne en °C.

Cette méthode qui consiste à porter sur un même graphe la température et la pluviométrie de sorte que l'échelle des températures soit le double des précipitations ($P \leq 2T$). On considère la période de sécheresse lorsque la courbe des précipitations passe en dessous de la courbe des températures (**Dajoz, 1985**).

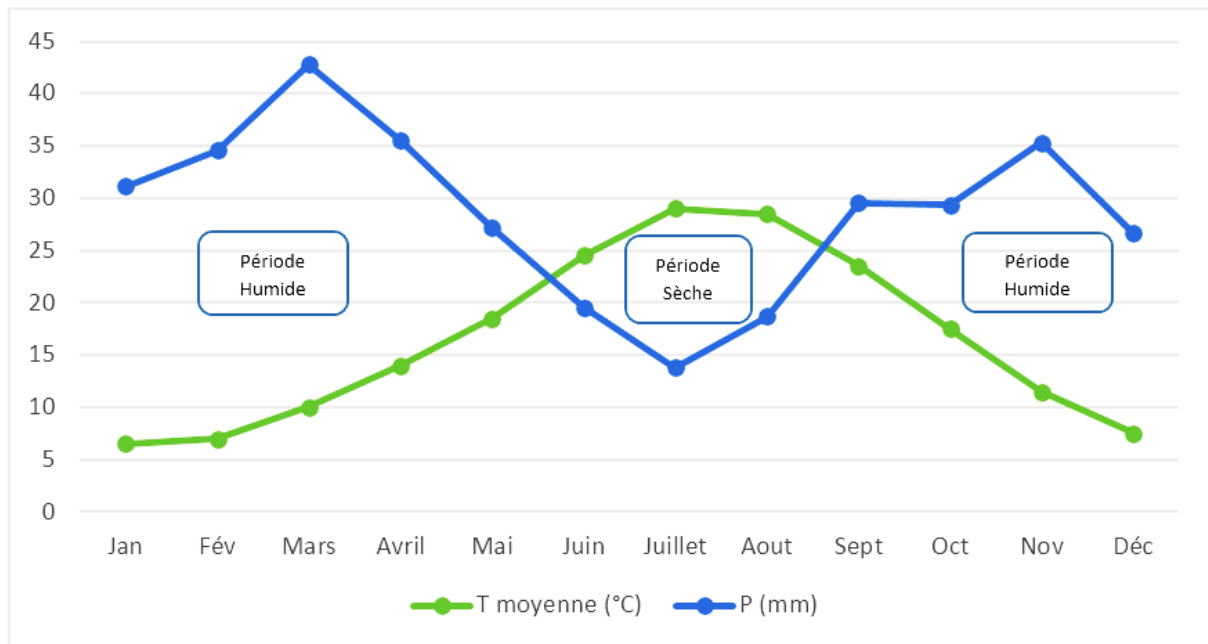


Figure 04 : Diagramme Ombrothermique de la région d'étude.

Le diagramme ombrothermique appliqué à la région (2009-2021) montre l'existence d'une période sèche (**Figure 04**) qui s'étale de la mi-Mai jusqu'à mi-Aôut (3 mois).

I.1.5.2. Climagramme d'Emberger :

Le quotient pluviométrique d'EMBERGER « Q_2 » permet de connaître l'étage bioclimatique auquel appartient une région donnée, selon la formule établie en 1955 (**Dajoz, 1971**).

En appliquant la formule suivante élaborée par STEWART pour l'Algérie et le Maroc (**Stewart, 1968**).

Soit :

$$Q_2 = 3.43 \left(\frac{P}{M - m} \right)$$

P : Somme des moyennes des précipitations annuelles (mm).

M: Moyenne des maximums du mois le plus chaud (°Celsius).

m : Moyenne des minimums du mois le plus froid (°Celsius).

Tableau 06 : Caractéristiques du climat de la région d'étude.

Période	M	m	P	Q2	Etage bioclimatique
2009-2021	35	3	343,97	36,87	Semi-aride

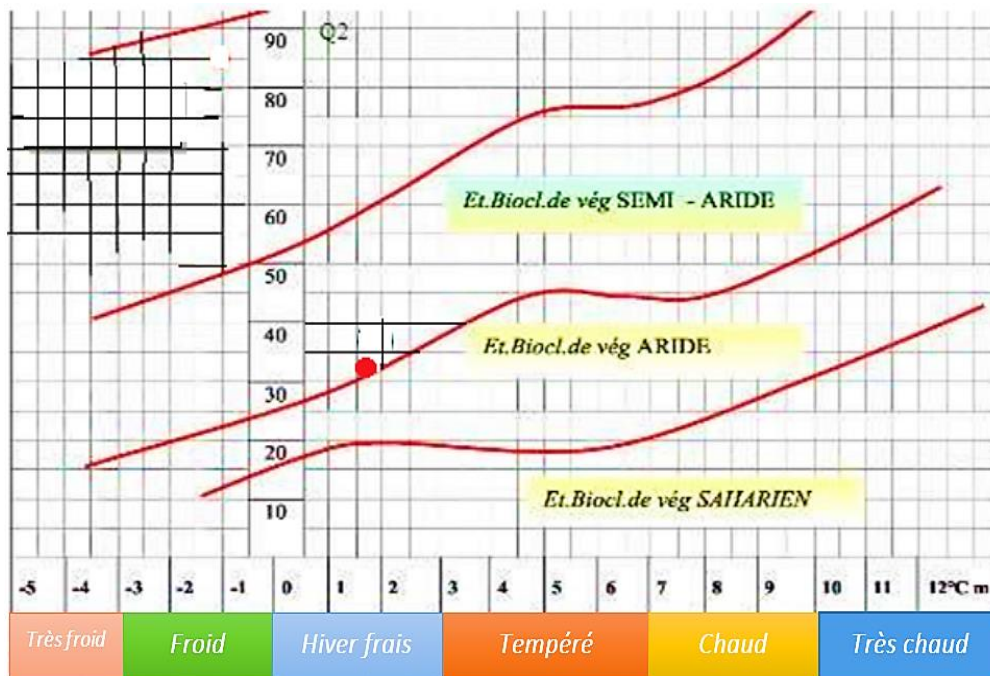


Figure 05 : Diagramme d'Emberger.

En conclusion, il s'avère que la région d'étude se situe à l'étage bioclimatique **semi-aride** avec **hiver frais**.

I.1.5.3. Indice de DEMARTONNE

Pour la détermination du type de climat, **DEMARTONNE (1925)** a proposé une formule climatologique appelée « indice d'aridité » qui est en fonction de la température moyenne annuelle et les précipitations moyennes annuelles :

$$A = \frac{P}{T + 10}$$

$$A = \frac{343.97}{16.5 + 10}$$

Donc $A = 12.98$

Tableau 07 : Valeurs de l'indice d'aridité (Guyot, 1999).

Valeur de l'indice	Type de climat
$A < 5$	Hyper aride
$5 < A < 10$	Aride
$10 < A < 20$	Semi-aride
$20 < A < 30$	Semi humide
$A > 30$	Humide

En comparant l'indice ($A = 12.98$) avec le tableau ci-dessus (**Tableau 07**) on conclut que : le climat de la région d'étude est de type **Semi-aride**.

I.1.6. Cadre socio-économique

La région d'étude est vouée principalement à l'agriculture, l'élevage et quelques unités industrielles privés.

I.1.7. Agriculture

La région d'étude est une région agropastorale, concernant la production végétale il y a une prédominance de la céréaliculture, l'arboriculture, maraichage et fourrage.

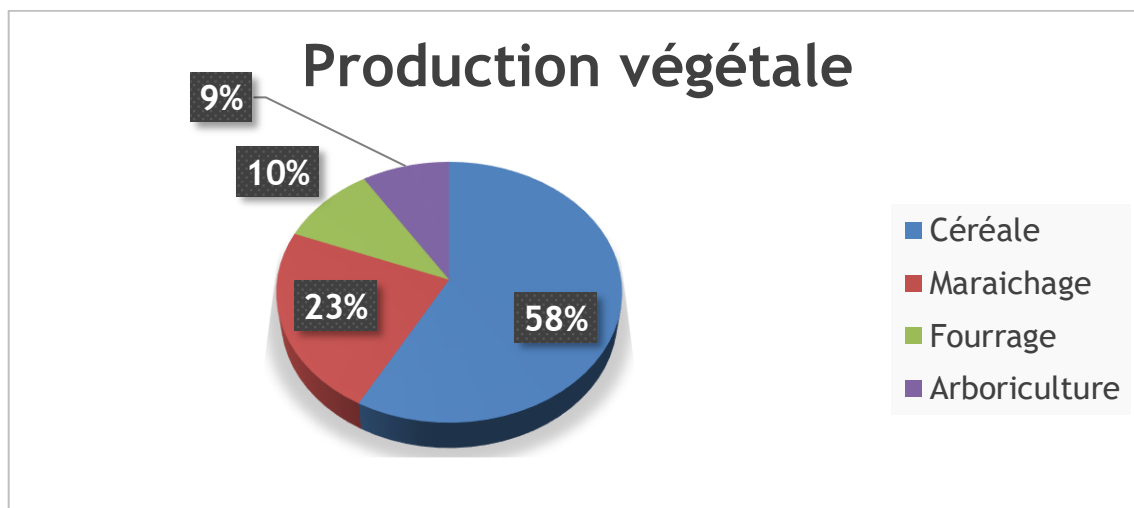


Figure 06 : Production végétale dans la zone d'étude. (Schéma directeur de la mairie, 2021)

Concernant la production animale, l'élevage ovin occupe la première place avec 21000 têtes, il est suivi par l'élevage bovin dont il est évalué à 2850 têtes, alors que l'élevage des caprin est présenté avec 900 têtes, suivi par l'aviculture et l'apiculture.

I.1.8. Unités industrielles

La région d'étude est riche en usines comme les usines de plastiques, d'aluminium, une laiterie et une briqueterie et de textile.

I.2. Menaces écologiques et environnementales

- Le pâturage, le surpâturage et le piétinement des plantes, composant la ceinture de végétation de la zone humide provoquent également une destruction du tapis végétal et une réduction de la flore existante, et par conséquent envasement et destruction totale de la retenue.
- Le braconnage : bien que la chasse soit suspendue dans cette région (**DGF, 2021**), des actes de braconnage sont observés tout le long de la période de notre étude et même pendant la saison de reproduction.
- La pollution : Les eaux usées domestiques et industrielles de la ville de Medjana sont directement déversées en amont de la retenue collinaire El Hammam par le biais d'Oued Ouerdigue.

II.1 Matériel

II.1.1 Origine des échantillons du sol

Les échantillons de terre ont été prélevés le 17 mars 2022 dans la zone humide El Hammam située à Medjena Wilaya de BBA (**Figure 07**).



Figure 07 : Zone humide El Hammam située à Medjena.

II.1.2 Station de prélèvement

Les échantillons sont prélevés dans la couche superficielle du sol (0-10 cm). L'activité biologique est maximale dans la couche superficielle de surface et décroît plus ou moins rapidement avec la profondeur (*Alvarez et al., 2002*).

II.1.3 Conditions de prélèvement

Les déterminations biologiques s'appliquent obligatoirement à des échantillons du sol "frais". Il convient donc de considérer l'échantillon du sol comme un être vivant, avec toutes les contraintes que cela suppose, en matière de transport et de stockage. Après le prélèvement, l'échantillon de sol doit être entouré de soins afin que les mesures biologiques qui seront réalisées au laboratoire.

Les échantillons des sols devant être conservés au frais (environ 4°C). Le séchage des échantillons tue une partie de la microflore et rend impossible la détermination de la biomasse microbienne (*Alvarez et al., 2002*).

Pour les analyses physico-chimiques, les échantillons des sols seront séchés sur place à l'air libre à l'ombre pour éviter les transformations d'origine microbienne.

II.1.4 Choix des sites d'études

Pour mener notre étude, nous avons choisi ces 03 sites (**Figure 08**), pour entourer cet écosystème de toutes parts



Figure 08 : Localisation des trois sites de prélèvement dans la zone humide de Medjana.

(Google Earth).

II.1.5 Matériels

II.1.5.1 Sur terrain

- Gants.
- Stérilisateur portable.
- Tube en inox stérile.
- Sac de congélation stérile.
- Mètre ruban.
- Etiquettes.

II.2 Méthodes

II.2.1 Analyses physico-chimiques

Les caractéristiques physico-chimiques influencent fortement les propriétés biologiques des sols. Des relations étroites ont d'ailleurs été mises en évidence entre les caractéristiques physico-chimiques et biologiques, et ceci aussi bien pour la microflore (**Alvarez *et al.*, 2002**).

II.2.1.1 Potentiel hydrogène (pH) du sol

Mesure potentiométrique au pH-mètre sur l'extrait de pâte saturée.

II.2.1.2 Conductivité électrique

La conductivité électrique (CE) d'une solution du sol est un indice des teneurs en sels solubles dans ce sol. Mesurée par un conductimètre sur un extrait de pâte saturée.

II.2.1.3 Humidité

Pour l'humidité les échantillons de sol ont été séchés à l'étuve à 105 °C, pendant 24 heures. La différence entre le poids avant et après le séchage exprime la teneur en eau de l'échantillon.

II.2.2 Analyses microbiologiques

Le dénombrement des microflores du sol effectuées par deux grands types de méthodes. La première consiste en un comptage indirect sur des milieux de culture (**Josephson *et al.*, 2000 in Dassonville et Renault, 2005**). La seconde méthode consiste en un comptage direct par observation au microscope.

Parmi les méthodes de dénombrement indirectes, les deux méthodes les plus utilisées sont la méthode standard de culture sur boîte de Pétri et la technique de dénombrement dite « technique du nombre le plus probable » (MPN) (**Josephson *et al.*, 2000 in Dassonville et Renault, 2005**).

Nous avons adopté la première méthode de dénombrement indirect sur des milieux de culture dans des boîtes de Pétri.

II.2.2.1 Préparation des échantillons

Les différentes analyses sont effectuées à partir d'un mélange de sol provenant de 10 points de prélèvements pour chaque site (S₁, S₂, S₃) (**figure 09**).

Les échantillons du sol (S₁, S₂, S₃) ont été aseptiquement tamisés dans des tamis stériles de 5mm pour éliminer les éléments grossiers et les débris organiques puis de 2mm.



Figure 09 : Les 10 points de prélèvements pour les trois sites (S₁, S₂, S₃). (BOUNECHADA et HAMIDI, 17 mars 2022).

II.2.2.2 Méthode de dilution

Chaque échantillon de sol a été analysé suivant la méthode de suspensions dilutions décrite par **Girard et Rougieux (1967)**.

Les préparations des suspensions dilutions consistent à disposer une série de 9 tubes stérilisés, contenant chacun 9ml d'eau physiologique stérile. Puis ajouter 1g de sol préalablement tamisé et homogénéisé, agiter à l'aide d'un agitateur, c'est la suspension dilution 10^{-1} , le transférer dans le tube 2 contenant déjà d'eau physiologique stérile (9ml), il s'agit de la suspension dilution 10^{-2} recommencer l'opération pour le restant des tubes en transférant 1ml de solution d'un tube à l'autre (**figure10**).

Afin de préparer les suspensions dilutions 10^{-3} , 10^{-4} , 10^{-5} , 10^{-6} , 10^{-7} , 10^{-8} , 10^{-9} , elles doivent être utilisées aussitôt après leur préparation.

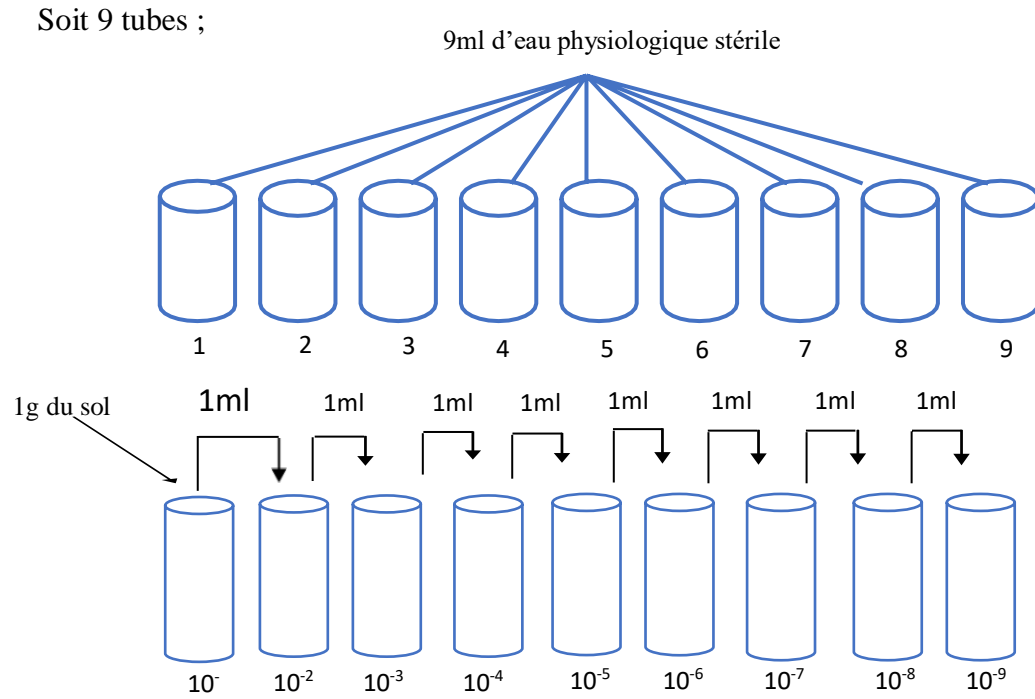


Figure 10 : Préparation des suspensions dilutions.



Figure 11 : Les dilutions préparées.

II.2.2.3 Méthodes d'ensemencement

Les différents milieux de culture gélosés ont été coulés dans des boîtes de Pétri (**Figure 12**), ensuite ensemencées sur les milieux de culture avec 1ml de suspension-dilution respectivement 10^{-2} 10^{-4} 10^{-6} pour la recherche des bactéries et 10^{-3} 10^{-4} 10^{-5} 10^{-6} 10^{-7} pour les champignons (**Bousslama, 2010**). Avec une répétition deux boîtes pour chaque dilution.



Figure 12 : Les différents milieux de culture coulés dans des boîtes de pétri.

II.2.2.4 Méthodes de dénombrement des micro-organismes

Le dénombrement de la microflore totale sur les milieux de culture gélosés se fait par comptage des colonies apparues dans les boîtes de Pétri par la méthode UFC (unité formante une colonie) qui considère qu'une celluleensemencée sur un milieu de culture favorable donnera naissance à une colonie macroscopiquement visible. On ne retient que les boîtes ayant entre 30 et 300 colonies (**Duché, 1934., Girard et Rougieux., 1967**).

- Moins de 30 colonies, le résultat est non significatif car il y a peu de micro-organismes.
- Plus de 300 colonies le résultat est faussé car les colonies sont trop nombreuses.

II.2.2.4.1 Milieux de culture

La composition des différents milieux de culture est indiquée dans l'annexe I.

II.2.2.4.2 La recherche de la microflore totale

La recherche de la microflore totale est effectuée sur la gélose nutritive. La lecture des résultats se fait après incubation pendant 48 heures à 28C° (**Larpen et Larpen Gouraud, 1985**).

II.2.2.4.3 Recherche des bactéries aérobies mésophiles

La recherche des bactéries aérobies mésophiles est effectuée sur le milieu Caulobacter. La lecture des résultats se fait après incubation pendant 48 heures à 28°C (**Poindexter, 1964 in Kihal, 1986**).

II.2.2.4.4 Recherche des actinomycètes

Pour la recherche et le dénombrement de ce groupe de bactéries, nous avons utilisé le milieu Sabouraud. La lecture des résultats se fait après incubation pendant 07 jours (28°C) (**Boughachiche et al., 2005**).

II.2.2.4.5 Recherche des entérobactéries

La gélose de MacConkey est un milieu sélectif utilisé pour l'isolement des entérobactéries. Après l'incubation à 37°C pendant 48 heures (**Yousfi et Fortas, 1976**).

II.2.2.4.6 Recherche des Pseudomonas

Pour la recherche et le dénombrement de ce groupe de bactéries, nous avons utilisé le milieu king B. Après l'incubation à 28°C pendant 48 heures (**Yousfi et Fortas, 1976**).

II.2.2.4.7 Recherche des champignons

La méthode des suspensions dilutions, mise au point pour l'isolement des bactéries, est également utilisable pour les champignons. Les champignons sont ensemencés avec des suspensions dilutions (10^{-3} , 10^{-4} , 10^{-5} , 10^{-6} , 10^{-7}) sur le milieu de culture Czapeck (M₄) (**Larpen et Larpen-Gourgaud, 1985**). La lecture des résultats se fait à partir des 07 jours d'incubation (28°C).

II.2.2.5 Isolement des micro-organismes

II.2.2.5.1 Obtention de cultures pures de bactéries

Les bactéries à isoler sont choisies selon la fréquence de colonies apparues sur les milieux gélosés : Gélose nutritive et Caulobacter pour les bactéries et Sabouraud pour toutes les colonies d'actinomycètes par leur aspect macroscopique et microscopiques après coloration de Gram (Gram positives et aspect filamenteux) (**Zacchi et al., 2003**). L'isolement de ces bactéries est effectué par la méthode des stries. Les cultures sont incubées à 25°C pendant 3 jours pour les bactéries et 7 jours pour les actinomycètes.

II.2.2.5.2 Obtention de cultures pures de champignons

Les champignons sont isolés à partir de fragments issus de culture mycélienne prélevés à l'aide d'une anse puis déposés sur le milieu PDA et incubés à 25°C pendant une durée variable selon la souche isolée (**Larpent et Larpent-Gourgaud, 1985**).

II.2.2.5.3 Vérification de la pureté des souches

Après l'obtention des cultures bactériennes et fongiques sur milieux gélosés, nous avons vérifié leur pureté par des observations macroscopiques (détermination de la couleur, la taille, la forme et le contour des colonies) et microscopiques après une coloration de Gram pour les bactéries (déterminer le Gram, la forme et le mode d'association) et après l'observation microscopique des cultures mycéliennes pour les champignons.

II.2.2.6 Identification de quelques souches microbiennes isolées

II.2.2.6.1 Identification des souches bactériennes

A. Étude des caractères morphologiques

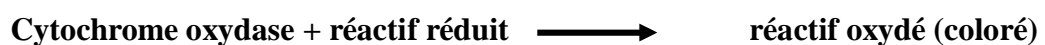
Le point de départ d'une identification consiste à mettre en évidence quelques caractères importants qui permettront de classer la souche isolée dans une famille déterminée. Ainsi, nous avons principalement étudié :

- Les caractères cultureux (aspect des colonies bactériennes sur le milieu gélosé) ;
- Les caractères microscopiques à l'état frais (mobilité) et après coloration de Gram (morphologie, taille, association en groupements caractéristiques) (**Olds, 1979., Hart et Shears, 1997**).

B. Étude des caractères biochimiques

- **Recherche de l'oxydase (Yousfi et Fortas, 1976)**

Le test d'oxydase permet la discrimination entre les deux familles de petits bacilles à Gram négatif : Les Pseudomonacées, aérobies stricts, sont typiquement oxydase positives tandis que les Entérobactériacées, anaérobies facultatifs, sont oxydase négatives. Si une bactérie possède l'enzyme respiratoire membranaire, appelée le cytochrome oxydase (dernière enzyme de la chaîne respiratoire), alors elle peut réaliser la réaction suivante :



La recherche de l'oxydase est effectuée en utilisant des disques OX (vendus prêts à l'emploi) qui sont déposés sur une lame porte-objet et imbibés avec de l'eau distillée stérile puis

mis en contact avec une öse de la culture de la souche à tester. Après incubation à 37°C pendant 20 à 30 minutes, la présence d'une oxydase se traduit par l'apparition d'une coloration rose violacée. Pas de coloration le résultat est négatif (la bactérie ne possède pas l'oxydase).

- **Croissance sur la gélose de MacConkey (Yousfi et Fortas, 1976)**

La gélose de MacConkey est un milieu sélectif utilisé pour l'isolement des entérobactéries. L'inhibition des micro-organismes à Gram positif est due à la présence de sels biliaires et de cristal violet. Ce colorant inhibe principalement le développement des entérocoques et des staphylocoques.

La technique consiste à ensemencer le milieu de MacConkey en stries. Après l'incubation à 37°C à 24 heures, les colonies lactose positif présentent une coloration rouge et sont entourées d'un halo de sels biliaires précipités. Les colonies lactose négatif sont incolores.

- **Croissance sur milieu King B (Yousfi et Fortas, 1976)**

Dans le cas particulier des *Pseudomonas aeruginosa*, *P. fluorescens* et *P. putida*, on met en évidence la pigmentation sur un milieu spécifique qui favorise la production de pyoverdine (pigment vert fluorescent) dit milieu King B. La technique consiste à ensemencer une öse (prise dans un bouillon) sur la gélose par strie puis incubé à 28°C pendant 24 heures ; si la culture est colorée en vert fluorescent le résultat est considéré positif.

- **Recherche de la catalase (Larpen et Larpen-Gourgaud, 1985)**

Certaines réactions métaboliques conduisent à la formation de peroxyde d'hydrogène ou eau oxygénée (H₂O₂). L'action de la catalase peut se résumer comme suit : une molécule d'H₂O₂ joue un rôle de donneur d'électrons tandis que la deuxième molécule d'H₂O₂ est acceptrice d'électrons. Le transfert d'électrons se fait par l'intermédiaire d'un cytochrome à Fer.



La recherche de cette enzyme est effectuée en déposant une goutte de peroxyde d'hydrogène à 10V et y dissocié sur la culture solide. La présence d'une catalase se caractérise par la formation immédiate des bulles d'oxygène.

- **Utilisation des milieux spécifiques pour l'identification des actinomycètes**

Les caractéristiques culturales sont déterminées sur les milieux de culture suivants : la gélose nutritive, Sabouraud gélosé (Shirling et Gottlieb, 1966., Fourati-Ben Fguira *et al.*, 2004., Zerizer *et al.*, 2006) pour l'étude de la morphologie des colonies des actinomycètes.

Après 14 jours d'incubation à 28°C, on observe à l'œil nu leur morphologie, l'évolution de la croissance et du développement du mycélium aérien sur chaque milieu, la pigmentation du mycélium aérien et du substrat (l'envers de la colonie) et la production de mélanine qui est indiquée par une coloration marron apparaissant autour des colonies (**Dastager et al., 2006**).

II.2.2.6.2 Identification des souches fongiques

A. Examens macroscopiques

L'examen des cultures se fait à l'œil nu et à la loupe binoculaire, les caractères culturaux étudiés sont : la vitesse de croissance, la couleur des colonies, la texture de la surface des cultures et la présence du mycélium aérien ou intramatriciel.

B. Examens microscopiques

L'examen d'un inoculum entre lame et lamelle (dans une goutte de bleu de toluidine) (**Figure 13**) ne permet pas d'observer la structure intacte du champignon à cause de sa fragilité particulière. La culture sur lame est une technique appropriée pour l'examen direct au microscope photonique (**Guiraud et Galzy, 1980 in Bouslama, 2010**).

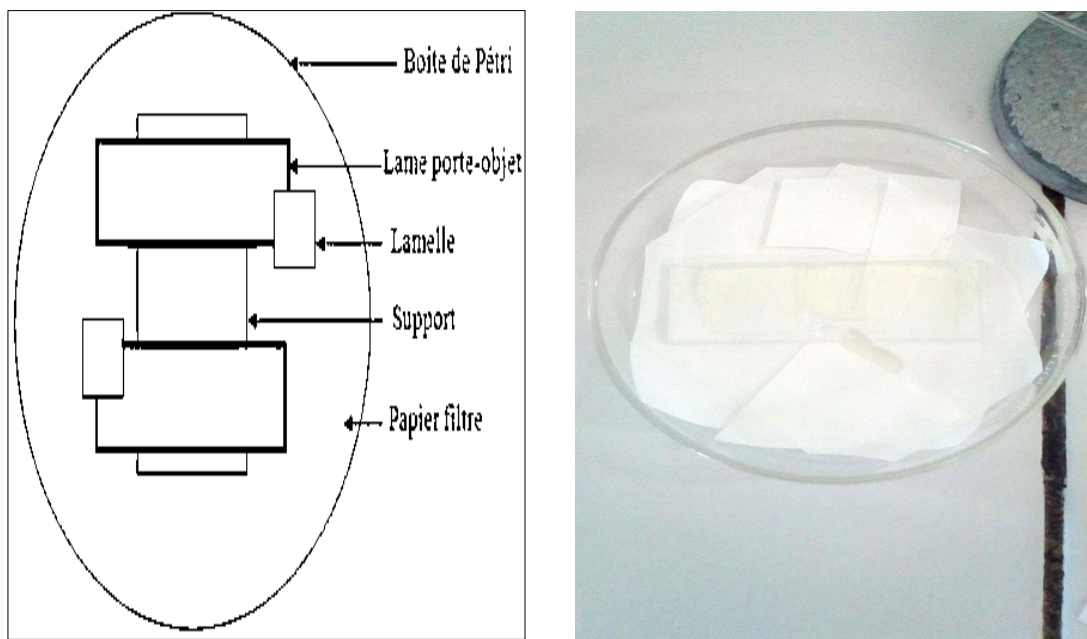


Figure 13 : Dispositif des cultures sur lames.

Résultats et discussion

Résultats et discussion

1. Résultats des analyses physico-chimiques

Le tableau suivant représente les résultats des analyses physico-chimiques (pH, la conductivité électrique et l'humidité) de nos sites de prélèvement (S₁, S₂, S₃).

Tableau 08 : Le pH, la conductivité électrique et l'humidité de chaque site (S₁, S₂, S₃).

<i>Site</i>	<i>pH</i>	<i>CE (dS/m)</i>	<i>H (%)</i>
01	7,405	4,01	3,5
02	7,5	1,801	4,9
03	8,359	0,826	9,4

D'après les résultats on constate que les valeurs de pH de S₁ et S₂ sont presque les mêmes 7,405 et 7,5 respectivement, dont la grande valeur est enregistrée dans le S₃ avec un pH de 8,359.

Ainsi que pour l'humidité les valeurs de S₁ et S₂ sont 3,5% et 4,9% respectivement et la grande valeur dans S₃ est 9,4%.

Pour la conductivité électrique (CE) on a obtenu dans le S₃ la valeur minimale (0,826 ds/m) ainsi que le S₂ nous donnent (1,801ds/m), dont la valeur maximale (4,01 ds/m) était enregistrée dans le S₁.

1.1. Discussions des analyses physico-chimiques

Le pH des (S₁, S₂) est inférieur à 8, Il est de l'ordre de 7.405 et 7.5 respectivement, par contre le pH du S₃ est 8,359. D'après les classes de pH (**MOROND, 2001 in DARI, 2013**) nous constatons que les sols des trois sites sont *neutres a moyennement alcalins*.

Concernant l'humidité, la grande valeur était enregistrée dans S₃ qui est le site le plus proche à l'eau.

Par ailleurs, la conductivité électrique du S₁ est moyennement salée (4,01 (ds/m), mais pour les deux autres sites sont non salée. Cela nous a conduits de classer nos sols parmi les sols *légèrement à non salé* selon (**US Salinity Laboratory Staffe, 1954**).

2. Résultats des analyses microbiologiques

2.2. Distribution quantitative de la microflore totale du sol

Les résultats de dénombrement de la microflore totale du sol (S₁, S₂, S₃) sur boîtes de Pétri (exprimé en nombre d'UFC/ml) sont regroupés dans le tableau 09.

Tableau 09 : Dénombrement de la microflore totale du sol dans les trois sites (Exprimé en nombre d'UFC/ml).

Microflore totale (UFC/ml)	Sites								
	Site 01			Site 02			Site 03		
	10 ⁻²	10 ⁻⁴	10 ⁻⁶	10 ⁻²	10 ⁻⁴	10 ⁻⁶	10 ⁻²	10 ⁻⁴	10 ⁻⁶
Microflore Totale	2.5×10 ⁴	1.7×10 ⁶	1.45×10⁸	2.9×10 ⁴	2.2×10 ⁶	1.8×10⁸	1.5×10 ⁴	1.9×10 ⁶	1.01×10⁸
Entérobactéries	< 30			2.3×10 ⁴	1.3×10 ⁶	4.5×10⁷	1.3×10 ⁴	7.3×10 ⁵	4.2×10⁷
Caulobactère (Bactéries aérobies mésophiles)	2.5×10 ⁴	1.2×10 ⁶	1.0×10⁸	1.4×10 ⁴	2.2×10 ⁶	1.4×10⁸	< 30		
Pseudomonas	2.3×10 ⁴	1.8×10⁶	< 30	< 30	2.3×10⁶	< 30	2.3×10 ⁴	1.8×10⁶	< 30
Actinomycètes	2.5×10 ⁴	2.0×10 ⁶	1.1×10 ⁸	2.1×10 ⁴	1.8×10 ⁴	1.5×10 ⁶	2.3×10 ⁴	2.2×10⁶	1.7×10⁸
Champignons	8.6×10 ⁵			5.5×10 ⁵			9.8×10 ⁴		

❖ **NB** : Les résultats obtenus dans ce tableau sont la moyenne de deux répétitions pour chaque dilution.

❖ Moins de 30 colonies, le résultat est non significatif car il y a peu de micro-organismes.

D'après les résultats obtenus on remarque que le S₂ est le site le plus riche en microflore par la présence : Microflore totale, Entérobactéries, Caulobactère « Bactéries aérobies mésophiles », Pseudomonas. Mais en ce qui concerne le S₁ on remarque l'abondance des champignons et le S₃ l'abondance d'actinomycètes.

2.3. Discussions des analyses microbiologiques

D'après les résultats obtenus on a constaté que la densité de la microflore totale dans le S₂ et celle des bactéries sont presque similaires. Cependant, elles sont relativement plus élevées que celles obtenues par (Sbrana *et al.*, 2002) et (Barbieri *et al.*, 2007). Ce nombre élevé peut être due à la densité de la couverture végétale, le pH, l'humidité et la salinité, puisque Kihal (1986) et Vieira et Nahas (2005) ont remarqué que le taux de la microflore des sols analysés varie en fonction du pH et du taux d'humidité. Morel, (1989) in Mokhtar (2016) montre que les sols secs ne présentent qu'une activité microbienne faible, cette activité augmente progressivement avec l'augmentation de la teneur en eau du sol et Hatimi et Tahrouch (2007) ont distingués que la densité végétale, pourrait avoir une influence sur la répartition et la richesse des sols en microorganismes.

On ce qui concerne les résultats de pH et de conductivité électrique (pH neutre et CE non salée), le pH joue un rôle dans la prolifération des bactéries au détriment de champignon. On peut considérer aussi que le pH à une influence sur la composition microbienne du sol, et chaque espèce microbienne est activé entre des limites de pH qui lui sont propre.

La densité des actinomycètes est aussi légèrement plus élevée dans le S₃ que les autres sites. Cela peut être due à l'humidité (la grande valeur est enregistrée dans ce site), et au pH du sol qui est légèrement alcalin, ce pH est favorable au développement de ce groupe de microorganismes (Giri *et al.*, 2005 ., Zerizer *et al.*, 2005).

En plus du pH, d'autres paramètres écologiques sont impliqués tels que la période et le site de prélèvement : Jiang et Xu (1996) ont démontré que les actinomycètes sont, généralement, plus abondants durant les saisons sèches (printemps et été) que les saisons pluvieuses (automne et hiver) et Vieira et Nahas (2005) ont obtenu un nombre plus élevé d'actinomycètes dans les sols forestiers que dans les sols qui ne contient qu'une espèce végétale.

La densité des champignons dans les trois sites ne varie pas significativement par la dominance dans le S₁. Ceci peut être dû à leur pouvoir de survivre dans des limites de pH et de température assez larges. Selon (Vieira et Nahas, 2005) et (Giri *et al.*, 2005) ces organismes se développer dans des intervalles de pH environnementaux assez larges et beaucoup possèdent, d'ailleurs, une gamme d'enzymes capables d'attaquer un même substrat à des pH différents.

3. Identification de quelques microorganismes

3.1 Identification de quelques souches bactériennes

Les résultats d'observations macroscopiques (détermination de la couleur, la taille, la forme et le contour des colonies) et microscopiques après une coloration de Gram, indiqués dans le **tableau 10** et les **figures (14, 15,16, 17)**.

Tableau 10 : Caractères macroscopiques et microscopiques de quelques espèces bactériennes.

Souches	Caractères macroscopiques sur les milieux de culture gélosés	Caractères microscopiques			Test catalase	Test oxydase
		Gram	Forme	Spores		
<i>Bacillus sp</i>	Grosses colonies blanchâtres, aplaties, opaques, rugueuses à bord irrégulier (sur la gélose nutritive).	+	Gros bacilles en paire ou en chaîne	+	+	ND
<i>Enterobacter sp</i>	Grosses colonies rouge, visqueuses à contour irrégulier et lactose-positives (présence d'un halo trouble) (sur milieu de MacConkey).	-	Coccobacilles isolées ou en amas	-	ND	-
<i>Pseudomonas sp</i>	Colonies de taille moyenne avec un bord circulaire régulier, muqueuses, brillantes à fluorescence verte, (sur milieu King B).	-	Petites bacilles à bout arrondi	-	ND	+
<i>Actinobacter sp</i>	Colonies marron de taille moyenne, bombées, à contour régulier (sur la gélose sabouraud).	+	Coccobacilles, souvent isolés	-	+	-

ND : non déterminé.

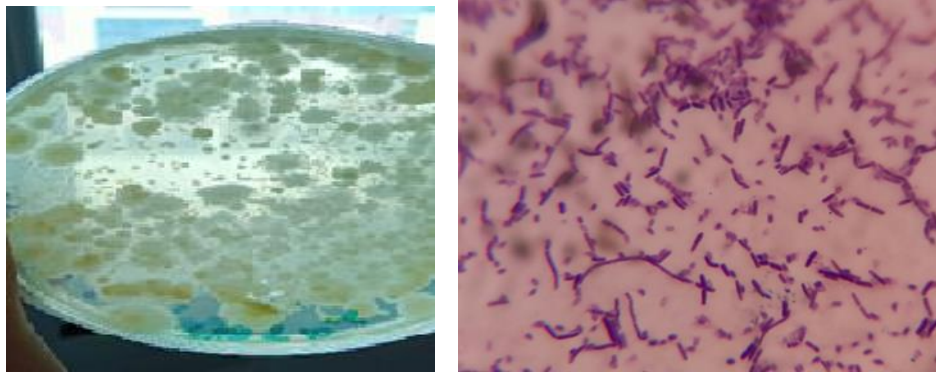


Figure 14 : Aspect macroscopique et Observation microscopique après coloration de Gram de la souche *Bacillus sp* sur gélose nutritive.

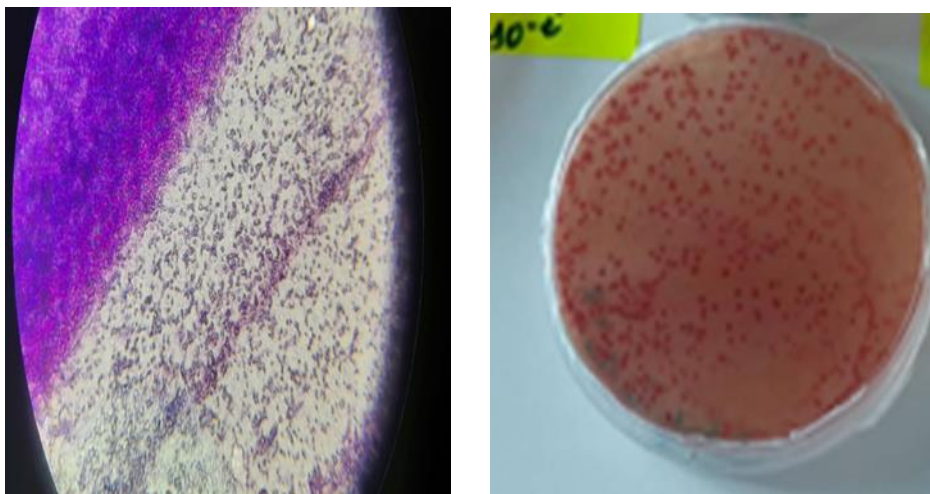


Figure 15 : Aspect macroscopique et Observation microscopique après coloration de Gram de la souche *Enterobacter sp* sur gélose MacConkey.

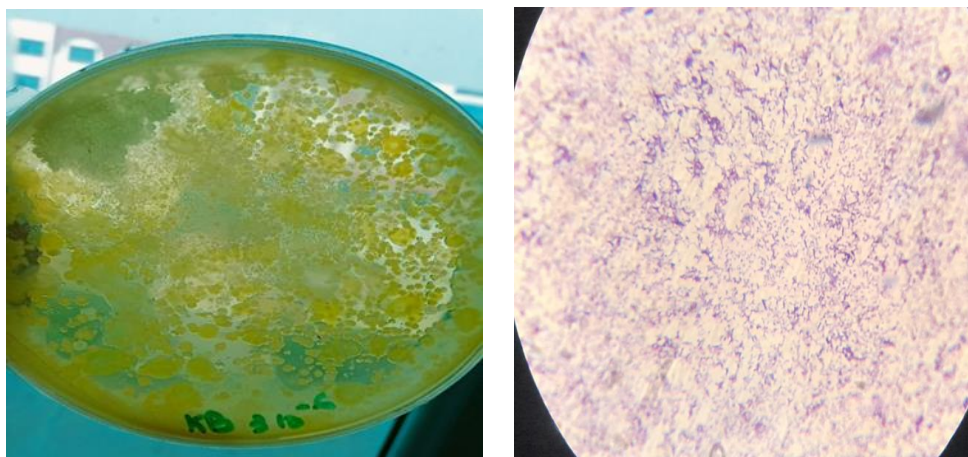


Figure 16 : Aspect macroscopique et Observation microscopique après coloration de Gram de la souche *Pseudomonas sp* sur gélose King B.

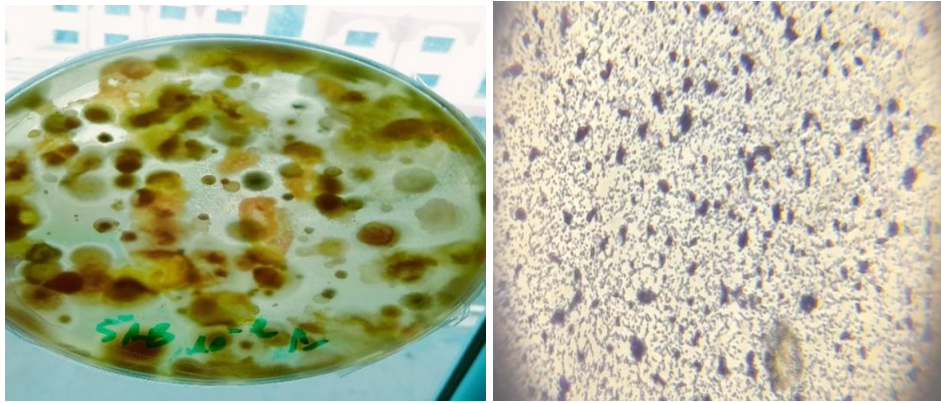


Figure 17 : Aspect macroscopique et Observation microscopique après coloration de Gram de la souche *Actinobacter sp* sur gélose sabouraud.

Discussion

On remarque la présence de *Pseudomonas* et *Bacillus* dans la microflore des trois sites.

Les *Pseudomonas* sont des bactéries aérobies strictes et libres dans le sol, rhizosphérique phytoprotectrice des racines (PGPR), elle crée un bio film adhésif et protecteur (mucilage microbien) (**Figure 16**), elle a également la capacité de solubiliser le fer (**Mokhtar, 2016**). **foughali et chial, (2016)** ont démontré que cette abondance dans les trois sites est due à leur tendance de se multiplier dans des milieux de culture pauvres et à des températures variables (elles peuvent survivre dans des conditions extrêmes).

Les *Bacillus* sont les plus grosses bactéries rencontrées dans les sols (**Figure 14**). D'après **Ramos et al., 2003., Kuhad et al., 2004., Moore et al., 2004., Lee et al., 2006** cette bactérie est capable de produire des endospores (résiste à la sécheresse), grâce à leurs activités enzymatiques potentielles (bactéries saprophytes) et à la production des endospores, forme d'adaptation à des températures élevées et à la dessiccation,.

Les actinomycètes sont aussi présents dans les trois sites ; qui sont des bactéries aérobies à Gram positif, et catalase positive (**tableau 10**), jouent un rôle important dans la décomposition des matières organiques difficilement décomposables, et produisent des vitamines et des antibiotiques (**Foughali et Chial, 2016**). Ils seraient susceptibles de décomposer les composés aromatiques de la matière organique fraîche (lignine, certains tannins) (**Duchaufour, 2001**). Selon **Clement et Lozet, (2011)** les actinomycètes sont indice d'un sol à bonne structure et/ou bonne aération.

Les entérobactéries sont présentes dans les deux sites (S1, S2) ; leur caractère aéro-anaérobie leur permet de survivre dans le sol (**Figure 15**). (**Bennik et al., 1998 ; Reyes et al., 2005 ; Roesti, 2005 ; Yagoub, 2009 ; Rivera et al., 2010**) ont démontré que ces bactéries se

rencontrent dans le sol, l'eau, les produits végétaux. Elles ont été utilisées comme agents solubilisateurs de phosphate (Kim *et al.*, 1997., Gyaneshwar *et al.*, 2002., Souchie *et al.*, 2006., Vassilev *et al.*, 2006).

3.2 Identification de quelques espèces fongiques

Concernant les champignons, nous avons essayé d'identifier 3 espèces fongiques en se basant sur les caractères macroscopiques (L'aspect de la colonie et sa couleur) et microscopiques (La morphologie du mycélium et des organes de multiplication végétative) (Tableau 11). Ces caractéristiques nous ont permis d'identifier les espèces fongiques : *Penicillium sp*, *Aspergillus sp*, *Mucor sp*. (Figure 18).

Tableau 11 : Description et identification des isolats fongiques sur milieu Czapeck.

Croissance à 28°C sur milieu PDA	Aspect macroscopique sur milieu Czapeck	Aspect microscopique	Identification Préliminaire des espèces fongiques
Rapide	-Mycélium aérien du venteux vert. Revers jaunâtre.	-Conidiophores simples de longueur variable -Phialides divergentes portant de longues chaînes de conidies globuleuses.	<i>Penicillium sp.</i>
Rapide.	-Mycélium aérien blanc masqué par des têtes sporifères noires. Revers blanc.	-Conidiophores rigides, longs et non cloisonnés. -Phialides noires portant des conidies globuleuses.	<i>Aspergillus sp.</i>
Rapide.	-Mycélium aérien brun-grisâtre. Revers jaunâtre.	-Sporangiophores simples, isolés ou faiblement groupés sur des stolons. -Sporanges noires de taille variable.	<i>Mucor sp.</i>

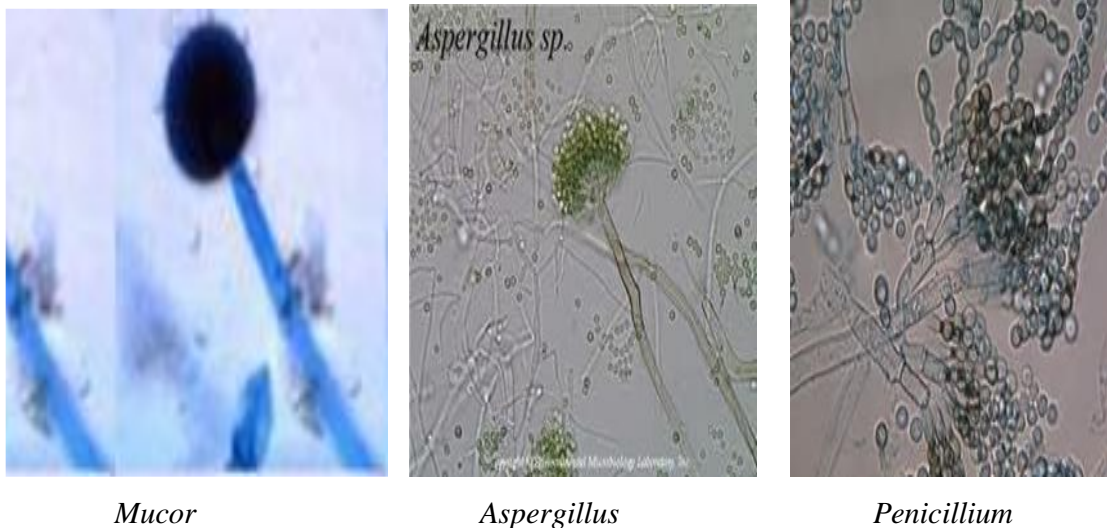


Figure 18 : Les trois espèces fongiques : *Mucor* sp, *Aspergillus* sp, *Penicillium* sp

Discussion

On remarque la présence de trois espèces fongiques *Mucor* sp, *Aspergillus* sp, *Penicillium* sp dans la microflore de notre sol.

Gupta et Shrivastava (2014) montrent que, les champignons sont également des microorganismes particuliers en raison de leurs caractéristiques morphologiques, physiologiques et génétiques. Ils jouent un rôle clé dans le maintien de l'équilibre des écosystèmes, ils interviennent dans les cycles biogéochimiques du carbone et de l'azote et contrôlent la transformation de la matière organique et la disponibilité des nutriments (**Kirk et al., 2004**). Selon **Sidhoum (2019)** il y a des champignons qui influencent positivement les processus de dépollution et procurent une meilleure croissance végétale en améliorant la nutrition hydrique et minérale, ainsi qu'une meilleure tolérance aux stress biotiques et abiotiques.

❖ D'après nos résultats on conclut que notre zone d'étude est riche en microorganismes qui ont un impact direct sur notre écosystème soit par la décontamination des sols et des eaux, fertilité et stabilité du sol et la décomposition de la matière organique.

Conclusion

Conclusion

Notre thème de recherche a un objectif d'établir une caractérisation biologique de la région El'Hammam « Medjena wilaya de BBA », par un dénombrement avec la méthode UFC (unité formant une colonie) : de la microflore totale, des entérobactéries, des bactéries aérobies mésophiles, des *Pseudomonas*, des actinomycètes et des champignons. Et une identification de quelques espèces de bactéries, d'actinomycètes et de champignons présents dans la microflore des échantillons du sol des trois sites, prélevés du (mois de Mars 2022).

L'activité biologique est très dépendante des caractéristiques physico-chimiques du sol, pour cette raison, nous avons étudié le pH, la salinité et l'humidité des trois sites de prélèvements. Nos résultats montrent que :

- Le pH de ces sols est neutre à moyennement alcalin.
- Le taux d'humidité est variable d'un site à un autre et plus important dans le troisième site.
- La conductivité électrique de premier site est moyennement salée, mais pour les deux autres sites sont non salée.

Pour nos résultats du dénombrement des différents groupes microbiens, nous montrent que le nombre des microorganismes varie considérablement d'un site à l'autre, dont le maximum est enregistré dans le deuxième site, particulièrement pour ce qui est (la microflore totale proprement dite, Entérobactéries, Caulobactère (Bactéries aérobies mésophiles), *Pseudomonas*), où les conditions du milieu sont plus favorables. Les bactéries sont plus dominantes et plus diversifiées que les champignons et les actinomycètes dans cette microflore,

L'étude des caractères culturels, macroscopiques et des caractères microscopiques après coloration de Gram et l'étude biochimique, nous avons permis d'identifier : trois espèces bactériennes : *Bacillus*., *Pseudomonas*., *Enterobacter*sp., une espèce d'actinomycète : *Actinobacter* sp. et trois espèces fongiques : *Penicillium* sp., *Aspergillus* sp., *Mucor* sp.

Ces résultats indiquent que notre zone d'étude est riche en microorganismes, qui ont un impact direct sur notre écosystème par la décontamination des sols et des eaux, fertilité et stabilité du sol et la décomposition de la matière organique.

Puisque notre étude est la première effectuée dans la zone El Hammam sur la microflore du sol, elle mérite bien d'être poursuivie par d'autres études, afin de développer nos résultats, les mettre à jour et de bien connaître les caractères des micro-organismes du sol par des études biologiques et moléculaires (l'extraction de l'ADN microbien).

Conclusion

À travers ce travail nous espérons contribuer de nouvelles orientations pour les futures recherches et nous offrons des opinions et des recommandations pour :

- Faire une sensibilisation de la population par rapport à la situation alarmante et intervenir pour protéger et conserver cette zone de toutes formes de dégradation.
- Mettre en place un système de collecte des déchets dans la zone pour lutter contre les décharges industrielles et domestiques néfaste pour la biodiversité.
- Valoriser l'utilisation des espèces microbienne à intérêt médicinal.
- Développement d'une stratégie éco touristique.
- Faire une étude approfondit biotique et abiotique de cet écosystème, et intensifier les efforts pour classer cette zone humide dans la liste de Ramsar.

BIBLIOGRAPHIE

Références bibliographiques :

Aliat, T. (2017). Les écosystèmes humides des hautes plaines orientales algériennes (Biodiversité : Préservation et Valorisation). Thèse de doctorat, Université Setif1, Setif.

Aliat, T et Madadi, H. (2018). Contribution à l'étude de l'impact des eaux usées sur la zone humide El Hammam, Bordj Bou-Argeridj. Séminaire national sur durabilité au service de notre alimentation, sante, et environnement 15-18 Janvier, Université Abd Alrahman Mira, Bejaia.

Allout, I. (2013). Etude de la biodiversité floristique de la zone humide de Boukhmira Sidi Salem – El Bouni –Annaba. Mémoire de Magister en Biologie, Université de bordj Mokhtar, Annaba.

Alvarez. G., Chaussod. R., Cluzeau. D., Godden. R., Lemarié., Metzger. L., Nicolardot. B., Parat. J, Salducci. X, (2002). Activités biologique et fertilité du sol. ITAB, Paris.27p.

Bennik M.H.J., Vorstman W., Smid E.J., Gorris L.G.M., (1998). The influence of oxygen and carbon dioxide on the growth of prevalent Enterobacteriaceae and Pseudomonas species isolated from fresh and controlled atmosphere stored vegetables. Food Microbiol., 15: 459- 469.

Boudiaf, Y et Louassa, S. (2021). Contribution à l'évaluation et à la valorisation de la biodiversité de la zone humide de Medjana (Région de Bordj Bou Argeridj), Thèse master, Université Mohamed El Bachir El Ibrahimy, Bordj Bou-Argeridj.

Boughachiche, F., Reghioua, S., Oulmi, L., Zerizer, H., Kitouni, M., Boudemagh, A., Boulahrouf, A. (2005). Isolement d'actinomycétales productrices de substances antimicrobiennes à partir de la sebkha d'Aïn Mlila. Sciences & Technologie, 23: 5-10.

Boudjemaa, S. (2010). Cartographie des relations sol-eau-végétation dans un milieu salé (Lac Fertzara). Diplôme de Magister, Université Badji Mokhtar, Annaba.

Bourgeois, E. (2020). Évaluation de la robustesse technique et scientifique d'un bioindicateur de la qualité microbiologique du sol, la Biomasse Moléculaire Microbienne. Université de Bourgogne (UB), France.

Clement, M et Lozet, J. (2011). Dictionnaire encyclopédique de science du sol.

Cucherousset, J. (2006). Rôle fonctionnel des milieux temporairement inondés. Pour l'ichtyofaune dans un écosystème sous contraintes anthropiques : approches communautaire, populationnelle et individuelle. Thèse de doctorat, Université de Rennes. France.

Dajoz, R. (1985). Précis d'écologie. Edition. Dunod. Paris.505-560.

Daoud, A et Bouhnik, I. (2016). Contribution à l'étude des sols dans les zones humides de la cuvette d Ouargla. Mémoire master, Université d'Ouargla, Ouargla.

Dari, R. (2013). Dénombrement de la biomasse microbienne des sols arides exemple d'un sol salé sous deux types de cultures. Mémoire d'ingénieur d'état en sciences Agronomiques, Université Kasdi Merbah, Ouargla.

Dassonville, F et Renault, P. (2005). Interactions entre microbiologie anaérobie et géochimie du sol. Description des dynamiques microbiennes.

Dastager, S.G., Wen-Jun, L., Dayanand, A., Shu-Kun, T., Xin-Peng, T., Xiao-Yang, Z., Li- Hua, X., Cheng-Lin, J. (2006). Separation, identification and analysis of pigment (melanin) production in *Streptomyces*. Afr. J. Biotechnol., 58, 1131-1134.

DGF, (2021) : Direction Générale Des Forêts de Bordj Bou Arreridj.

Doran, J et Zeiss, M. (2003). Soil health and sustainability: managing the biotic component of soil quality. Applied Soil Ecology, 15 : 3-11.

DRE, (2021) : Direction De Ressources En Eau.

Duchaufour. PH, (2001). Introduction à la science du sol. 6ème édition de l'abrégé de pédologie. Dunod. Ed. Masson. Paris. 314p.

Duché, J. (1934). Les actinomyces du groupe *Albus*. Ed. Paul Lechevalier et Fils,Paris, France.372p.

Ferchiche, I et Lammari, D. (2018). Contribution à l'étude de la phytodiversité et l'état de santé de L'écosystème humide de Medjana de la wilaya de BBA. Thèse master, Université Mohamed El Bachir El Ibrahimi, Bordj Bou-Arreridj

Foughali, O et CHial, H. (2016). Isolement et caractérisation de microorganismes capables de dégrader l'herbicide Apyros (sulfosulfuron) à partir d'un sol agricole contaminé par le même herbicide.Mémoire master, Université des Frères Mentouri, Constantine.

Girard, H et Rougieux, R. (1967). Technique de microbiologie agricole. Ed. Dunod, Paris, France.216p.

Giri B., Giang P.H., Kumari R., Prasad R., Sachdev M., Garg A. P., Oelmüller R., Varma A., (2005). Mycorrhizosphere: strategies and functions. In : eds. Buscot F., Varma A.:

Microorganisms in Soils: Roles in Genesis and Functions. Springer-Verlag, Berlin, Heidelberg, Germany. pp : 213- 252

Gobat, J., Arango, M., Mathey, W. (2003). Le sol vivant, base de pédologie, biologie des sols, 568 p.

Gyaneshwar P., Kumar G.N., Parekh L.J., Poole P.S., (2002). Role of soil microorganisms in improving P nutrition of plants. *Plant Soil*, 245: 83–93.

Hatimi. A et Tahrouch. S, (2007). Caractérisations chimique, botanique et microbiologique du sol des dunes littorales du Souss- Massa, *Biomatec Echo*, Vol 2, (5) pp 85-97.

Kihal, M. (1986). Contribution à l'étude de la microflore des sols alfatiers au cours de l'année. Recherche des micro-organismes cellulolytiques. Mémoire de Magister, Université Es-Sénia, Oran.

Kim K.Y., Jordan D., McDonald G.A., (1997). Effect of phosphate-solubilizing bacteria and vesicular-arbuscular mycorrhizae on tomato growth and soil microbial activity. *Biol. Fert. Soils*, 26(2): 79-87.

Kuhad R.C., Kothamasi D. M., Tripathi K. K. , Singh A., (2004). Diversity and functions of soil microflora. In: Eds. Varma A., Abbott L., Werner D., Hampp R.: *Plant Surface Microbiology*. Springer-Verlag, Berlin, Heidelberg , Germany. pp : 71-98.

Larpent, J.P., Larpent-Gourgaud, M. (1985). Manuel pratique de microbiologie. Ed. Hartmann, France. 230p.

Lee J.P., Lee S.W., Kim C.S., Son J.H., Son J.H., Kwang K.Y., Kim H.J., Jung S.J., Moon B.J., (2006). Evaluation and formulations of *Bacillus licheniformis* for the biological control of tomato gray mold caused by *Botrytis cinerea*. *Biological control*: 1-8.

Madaci, A et Madadi, H. (2017). Contribution à l'identification et à la caractérisation de la zone humide El Hammam « Medjana » : Cartographie de la zone d'étude, Mémoire du diplôme de master, Université Mohamed El Bachir El Ibrahimi, Bordj Bou-Argeridj.

Maron, P., Mougel, C., Ranjard, L. (2011). Soil microbial diversity: methodological strategy, spatial overview and functional interest. *Comptes Rendus Biologies*, 334 : 403-411.

MATE, (2014). Ministère de l'aménagement du territoire et de l'environnement. 5e Rapport national sur la mise en œuvre de la convention sur la diversité biologique au niveau national. Algérie. France. 397p.

Mokhtar, K. (2016). Fonctionnement microbiologique des sols oasiens. Cas de quelques sols de la région Ouargla. Thèse doctorat. Université d'Ouargla. Ouargla.

Moore E.R.B., Tindall B.J., Martins Dos Santos V.A.P., Pieper D.H., Ramos J.L., Palleroni N.J., (2006). Nonmedical: Pseudomonas. In: Eds. Dworkin M., Falkow S., Rosemberg E., Schleifer K.H., Stackebrandt E.: Prokaryotes. Springer, New York, pp. 646-703.

Pierre, A., Gérard, K., Jean-François, P., Guy, V. (2011). Importance de la microflore et de la microfaune en milieu forestier. Thèse doctorat. Gauthier-Villars. Paris.

Ramade, F. (1984). Eléments d'écologie : Ecologie fondamentale. Ed. Mc. Graw-Hill, Paris.

Ramade F, (2009) : Eléments d'écologie .Ecologie fondamentale .Edition .Dunod, Paris.

Ramos B., Barriuso-Maicas J., Lucas Garcia J.A., Pereyra de la Iglesia T., Daza A., Gutiérrez Manero J., (2003). Phosphate-solubilizing microorganisms in the rhizosphere of *Pinus pinaster* and in the mycosphere of associated *Lactarius deliciosus*. In : Eds. Velazquez E., Rodriguez-Barrueco C. 1st Inter. Meet. Microb. Phosphate Solubilisation, Springer- Verlag, Berlin, Heidelberg , Germany. pp : 261–264.

RAMSAR, (1999, 2011) - Classification system for wetland type. Key documents of the Ramsar Convention. Gland, Switzerland, Ramsar Convention Secretariat (disponible a www.ramsar.org/index_key_docs.htm).

Reyes J.E., Venturini M.E., Oria R., Blanco D., (2005). Caracterización de la microflora asociada a setas comercializadas en estado fresco [Caractérisation de la microflore des champignons comestibles à l'état frais] . In: Congreso Nacional de Ciencia y Tecnología de los Alimentos, Burgos, España, 250p.

Rivera C. S., Blanco D., Oria R., Venturini M. E., (2010). Diversity of culturable microorganisms and occurrence of *Listeria monocytogenes* and *Salmonella* spp. in *Tuber aestivum* and *Tuber melanosporum* ascocarps. *Food Microbiol.*, 27: 286-293.

Roesti R., (2005). Bacterial community associated with the rhizosphere of wheat: interactions with the arbuscular mycorrhizal fungi and selection of plant growth promoting rhizobacteria

for the increase of wheat growth and soil health in Idian marginal rainfed fields. Thèse Doctorat Sciences Biologiques, Univ. de Neuchâtel, Suisse. 179p.

Sbrana, C., Agnolucci, M., Bedini, S., Lepera, A., Toffanin, A., Giovannetti M., Nuti M.P. (2002). Diversity of culturable bacterial populations associated to *Tuber borchii* ectomycorrhizas and their activity on *T. borchii* mycelial growth. FEMS Microbiol. Lett. 211 : 195-201.

Shirling, E et Gottlieb, D. (1966). Methods for characterization of *Streptomyces* species. Int. J. Syst. Bacteriol. 16: 313-340.

Sidhoum, w. (2019). Etude de la diversité des champignons mycorhiziens arbusculaires dans les sols polluent du nord-ouest algérien. Thèse de doctorat, université Ahmed ben Bella, Oran.

Souchie E. L., Saggin-Júnior O. J., Silva E. M.R., Campello E.F.C., Azcón R., Barea J.M., (2006). Communities of P-solubilizing bacteria, fungi and arbuscular mycorrhizal fungi in grass pasture and secondary forest of Paraty, RJ – Brazil. An. Acad. Bras. Ciênc. (Anais da Academia Brasileira de Ciências), 78(1): 183-193.

Strickland, M et Rousk, J. (2010). Considering fungal: bacterial dominance in soils – methods, controls, and ecosystem implications. Soil Biology & Biochemistry, 42: 1385-1395.

Tedeschi, A et Dell'aquila, R. (2005). Effects of irrigation with saline waters, at different concentrations, on soil physical and chemical characteristics. Agric. Water Manage.

Thomas, G. (1976). Habitat usage of wintering ducks at de Ouse Washes England, 27-148.

US Salinity Laboratorie Staffe. (1954).Diagnosis and improvement of saline and alkali soils.USDA Hardbook, 60,160.

Vassilev N., Vassileva M., Nikolaeva I., (2006). Simultaneous P solubilizing and biocontrol activity of microorganisms: potentials and future trends. Appl. Microbiol. Biotech., 71(2): 137–144.

Vieira F.C.S., Naha E., (2005). Comparison of microbial numbers in soils by using various culture media and temperatures. Microbiol. Res., 160: 197-202.

Yagoub S.O., (2009). Isolation of Enterobacteriaceae and Pseudomonas spp. from raw fish sold in fish market in Khartoum state. J. Bacteriol.Res., 1(7): 85-88.

Yousfi, M.A et Fortas, Z. (1976). Travaux pratiques de microbiologie. Ed. Université d'Oran.

Zacchi, L., Vaughan-Martini, A., Angelini, P. (2003). Yeast distribution in a truffle field ecosystem. *Ann. Microbiol.*, 53: 275-282.

Zerizer, H., Oulmi, L., Boughachiche, F., Reghioua, S., Boudemagh, A., Kitouni, M., Boulahrouf, A. (2006). Identification d'une Actinomycétale productrice d'antibactériens, isolée de sols arides de la région de Biskra. *Sciences & Technologie*, 24: 17-22.

ANNEXE

ANNEXE I

Les milieux de culture utilisés

Gélose nutritive (M1) (Larpen et Larpen-Gourgaud, 1985)

Peptone.....	5 g
NaCl.....	5 g
Gélose.....	15 g
Eau distillée.....	1000 ml
PH 7	

Milieu Caulobacter (M3) (Poindexter, 1964)

Peptone.....	2 g
Extrait de levure.....	2 g
MgSO ₄ 7H ₂ O.....	0,2 g
Gélose.....	10 g
Eau distillée.....	1000 ml
PH 7	

Milieu Czapeck (M4) (Larpen et Larpen-Gourgaud, 1985)

Extrait de levure.....	5 g
Saccharose.....	30 g
Nitrate de Sodium.....	3 g
Sulfate de Magnésium.....	0,5 g
Chlorure de Potassium.....	0,5 g
Sulfate de Fer (II).....	0,01 g
Phosphate dipotassique.....	1 g
Agar.....	13 g
Eau distillée.....	1000 ml
PH 4	

Gélose de Sabouraud (Larpen et Larpen-Gourgaud, 1985)

Peptone pancréatique.....	5 g
Peptone trypsique.....	5 g
Glucose.....	20 g
Eau distillée.....	1000 ml
Gélose.....	20 g
PH 6.3	

Milieu de MacConkey (Yousfi et Fortas, 1976)

Peptone de caséine.....	17 g
Peptone de viande.....	3 g
Lactose.....	10 g
Sels biliaires.....	1,5 g
Chlorure de sodium.....	5 g
Rouge neutre.....	0,03 g
Cristal violet.....	0,001 g
Eau distillée.....	1000 ml
Gélose.....	13,5
PH 7.1	

Milieu King B (Yousfi et Fortas, 1976)

Protéose-peptone.....	20 g
Glycérol.....	10 ml
Phosphate dipotassique.....	1,5 g
Sulfate de magnésium.....	1,5 g
Eau distillée.....	1000 ml
Gélose.....	15 g
PH 7.2	

Milieu PDA (Larpent et Larpent-Gourgaud, 1985)	
Infusât de pomme de terre.....	200 ml
Dextrose.....	20 g
Eau distillée.....	1000 ml
Agar.....	20 g
PH 5.4	
Eau physiologique 9%	
Chlorure de sodium.....	9 g
Eau distillée.....	1000 ml

ANNEXE II

Tableau01 : les résultats de dénombrement de la microflore totale du sol dans les trois sites (Exprimé en nombre *d'UFC/ml*) par deux répétitions pour chaque dilution.

Microflore	Dilution	Site					
		Site 01		Site 02		Site 03	
Microflore totale (GN)	10 ⁻²	200	$\bar{M}=250$	300	$\bar{M}=295$	130	$\bar{M}=150$
		300		290		170	
	10 ⁻⁴	210	$\bar{M}=171$	248	$\bar{M}=216$	180	$\bar{M}=190$
		132		184		200	
	10 ⁻⁶	170	$\bar{M}=145$	200	$\bar{M}=180$	92	$\bar{M}=101$
		120		160		110	
Entérobactéries	10 ⁻²	< 30		103	$\bar{M}=236$	117	$\bar{M}=130$
				370		143	
	10 ⁻⁴			157	$\bar{M}=135$	69	$\bar{M}=73$
				112		77	
	10 ⁻⁶			50	$\bar{M}=45$	37	$\bar{M}=42$
				40		47	
Caulobactère	10 ⁻²	Site 01		Site 02		Site 03	
		253	$\bar{M}=245$	137	$\bar{M}=136$	< 30	
	236		134				
	10 ⁻⁴	141	$\bar{M}=117$	208	$\bar{M}=222$		
		93		236			
	10 ⁻⁶	110	$\bar{M}=100$	135	$\bar{M}=138$		
90			140				
Pseudomonas	10 ⁻²	Site 01		Site 02		Site 03	
		240	$\bar{M}=225$			260	$\bar{M}=234$
	210				208		
	10 ⁻⁴	168	$\bar{M}=179$	248	$\bar{M}=234$	175	$\bar{M}=180$
		190		220		185	
	10 ⁻⁶						
Actinomycètes	10 ⁻²	Site 01		Site 02		Site 03	
		248	$\bar{M}=254$	240	$\bar{M}=210$	200	$\bar{M}=230$
	260		180		260		
	10 ⁻⁴	220	$\bar{M}=20$	200	$\bar{M}=180$	240	$\bar{M}=215$
		180		160		190	
	10 ⁻⁶	106	$\bar{M}=113$	120	$\bar{M}=150$	125	$\bar{M}=170$
		120		180		145	

ANNEXE III

Les normes d'interprétation :

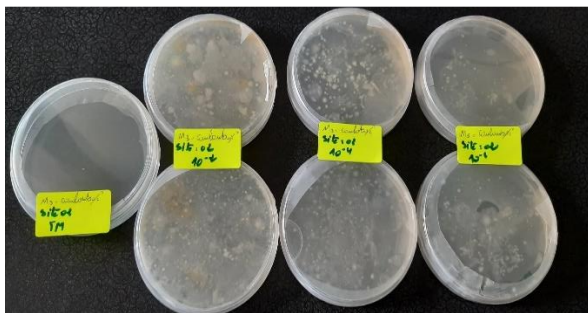
Les normes d'interprétation de pH :

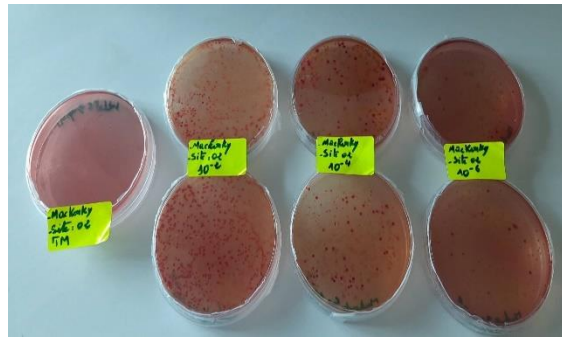
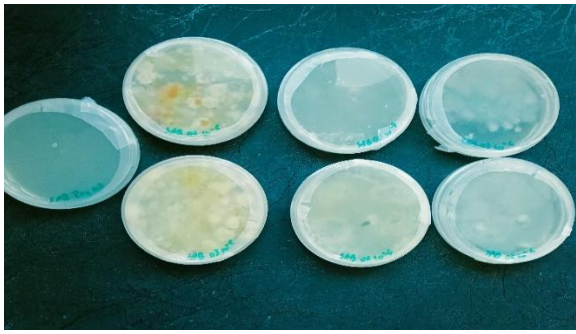
- Le pH varie de 0 à 14 et la neutralité est obtenue à pH 7
- Les soles neutres ont donc un PH voisin de 7 (entre 6.5 et 7.5)
- Les soles moyennement acides : pH de 5.5 à 6.5
- Les soles très acides : pH de 4.5 à 5.5
- Les soles extrêmement acides : pH < 4.5
- Les soles légèrement a moyennement alcalins : pH entre 7.5 et 8.5
- Les soles très alcalines : pH entre 8.5 et 9
- Les soles extrêmement alcalines : pH > 9

Tableau 02 : classes de salinité de la conductivité électrique à pâte saturée (US Salinity Laboratoire Staffe, 1954).

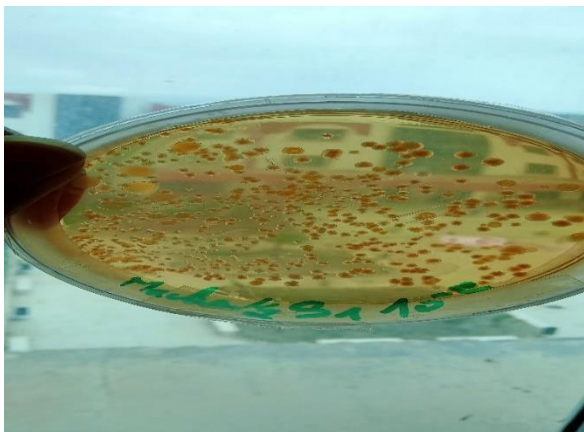
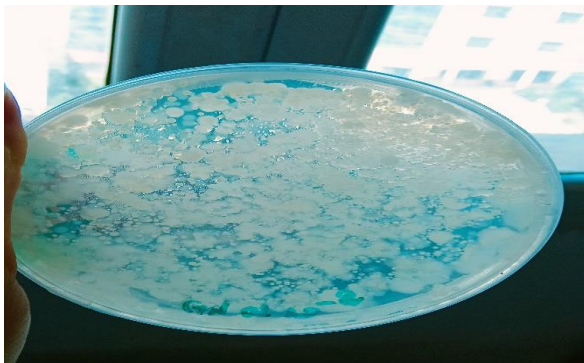
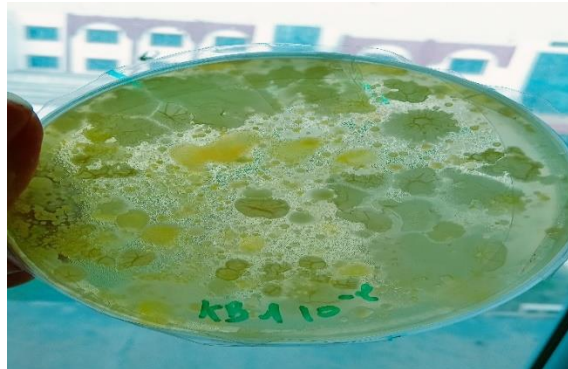
Mmhos cm ⁻¹ dS m ⁻¹										
	2	4	6	8	10	12	14	16	18	20
Riverside USA	Non salé	Légèrement salé	salé	Très salé			Extrêmement salé			

Annexes IV

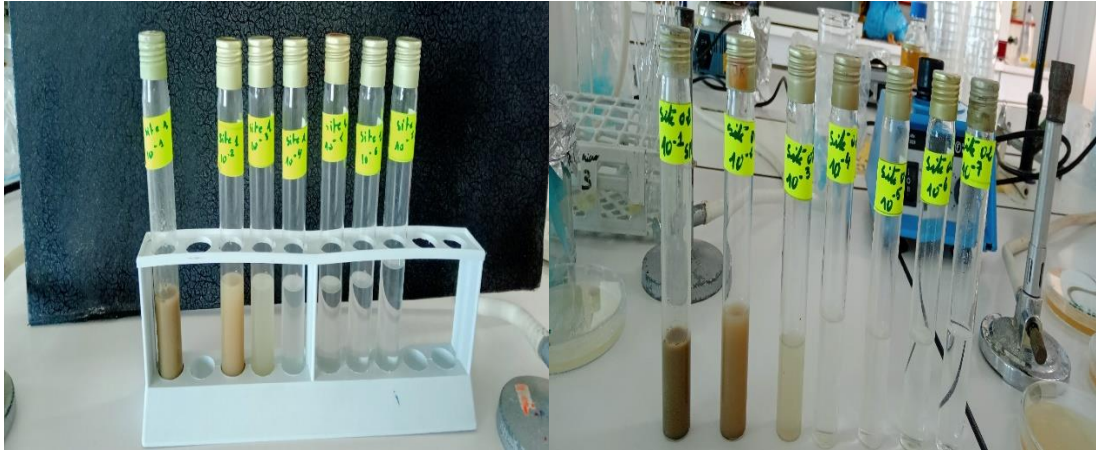




Quelques photos des résultats dans les différents milieux de culture



Quelques photos des résultats des différents groupes microbiens



Les différentes dilutions du différent site



Quelques photos de la zone humide El Hammam

Résumé

La zone d'étude El Hammam se situe dans le Sud de la région de Medjana willaya de BBA, avec une superficie de 13.40ha, elle s'agit d'une zone humide artificielle caractérisée par une biodiversité importante et menacé par des activités anthropiques. Pour apprécier la grande importance de cette zone humide notre thème de recherche a un objectif principal est de faire un dénombrement par les méthodes UFC (unité formant une colonie) de La microflore totale du sol, et une identification de quelques espèces présents dans les échantillons du sol des trois sites. Nos résultats physico-chimiques montrent que Le pH de ces sols est neutre a moyennement alcalin, le taux d'humidité est variable d'un site à un autre et plus important dans le troisième site, la salinité est relativement élevée dans le premier site. Pour nos résultats microbiologiques nous montrent que le nombre des microorganismes varient considérablement d'un site à l'autre, dont le maximum est enregistré dans le deuxième site, où les conditions du milieu sont plus favorables. L'identification de certains micro-organismes révèle la présence de champignons : *Penicillium sp.*, *Aspergillus sp.*, *Mucor sp.*, de bactéries *Bacillus sp.*, *Pseudomonas sp.*, *Enterobacter sp.*, et d'actinomyces : *Actinobacter sp.*

D'après nos résultats on conclut que notre zone d'étude est riche en microorganismes qui ont un impact direct sur notre écosystème par la décontamination des sols et des eaux, fertilité et stabilité du sol et la décomposition de la matière organique.

Mots clés : La zone humide El Hammam, Microflore, Analyse Physico-chimiques, Identification, Décontamination.

Abstract

The area "El Hammam" is located in the South of the region of Medjana willaya of BBA, with an area of 13.40ha. It's an artificial wetland characterized by a significant biodiversity and threatened by anthropic activities. To appreciate the great importance of this wetland, our research theme has a main objective to make an enumeration by UFC methods for total microflora, and an identification of some species of bacteria, actinomycetes and fungi present in the microflora of the soil samples of the three sites. Our Physical-chemical results show that the PH of these soils is neutral to moderately alkaline, the moisture content is variable from one site to another and more critical in the third site, and the salinity is relatively high in the first site. For our microbiological results, we show that the number of microorganisms varies considerably from one site to another, the maximum of which is recorded in the second site, where environmental conditions are more favorable. The identification of some microorganisms reveals the presence of fungi *Penicillium sp.*, *Aspergillus sp.*, *Mucor sp.*, of bacteria *Bacillus sp.*, *Pseudomonas sp.*, *Enterobacter sp.*, and of actinomycetes: *Actinobacter sp.*

Based on our results, we conclude that our study area is rich in microorganisms that have a direct impact on our ecosystem through the decontamination of soils and waters, soil fertility, stability and the decomposition of organic matter

Keywords: Wetland El Hammam, Microflora, Physico-chemical Analysis, Identification, Decontamination.

ملخص:

تقع منطقة الحمام جنوب منطقة مجانة بولاية برج بوعرييج حيث تبلغ مساحتها 13.40 هكتار، فهي عبارة عن أرض رطبة اصطناعية تتميز بتنوع بيولوجي كبير لكن مهددة بالأنشطة البشرية. من أجل تبيين الأهمية الكبيرة لهذه الأراضي الرطبة، تمثل هدفنا الرئيسي لموضوع بحثنا في إجراء جرد للكائنات الدقيقة بتقنية (وحدة تشكل مستعمرة)، وتعريف بعض الأنواع الموجودة في ثلاث عينات من التربة. تظهر نتائجنا الفيزيائية والكيميائية أن درجة حموضة هذه التربة محايدة إلى قلووية معتدلة، محتوى الرطوبة متغير من موقع إلى آخر وأكثر أهمية في الموقع الثالث اما الملوحة فعالية نسبياً في الموقع الأول. بالنسبة لنتائجنا الميكروبيولوجية، نظهر أن عدد الكائنات الحية الدقيقة يختلف اختلافاً كبيراً من موقع إلى آخر، حيث يتم تسجيل الحد الأقصى منه في الموقع الثاني، حيث الظروف البيئية أكثر ملاءمة. يكشف التعرف على بعض الكائنات الحية الدقيقة عن وجود فطريات *Penicillium sp.*, *Aspergillus sp.*, *Mucor sp.*, و *Bacillus sp.*, *Pseudomonas sp.*, *Enterobacter sp.*, و *Actinobacter sp.* و اكتينومييسات.

بناءً على نتائجنا، نستنتج أن منطقة دراستنا غنية بالكائنات الحية الدقيقة التي لها تأثير مباشر على نظامنا البيئي من خلال إزالة تلوث التربة والمياه، خصوبة التربة واستقرارها وتحليل المواد العضوية.

الكلمات المفتاح: الأراضي الرطبة الحمام، الميكرو فلورا، التحاليل الفيزيائية-الكيميائية، التعرف، إزالة التلوث.