

**UNIVERSITE DE KASDI MERBAH –OUARGLA
FACULTE DES SCIENCES DE LA NATURE ET DE LA VIE
DEPARTEMENT DES SCIENCES AGRONOMIE**



Mémoire
MASTER Académique
Domaine : Sciences de la nature et de la vie
Filière : Agronomie
Spécialité : Protection de la Ressource Sol-Eau & Environnement
THEME

**Étude morphologique et fonctionnelle de cyanobactéries
isolées des croûtes biologiques de certains milieux arides et
semi-arides de l'Algérie.**

Melle BENZAID Feryel

Présenté par :

Melle SOUIGAT Halla

Soutenu publiquement :

Le 23/06/2025

Devant le jury :

HAMDI-AÏSSA Baelhadj	Président	Professeur	UKM Ouargla
KARABI Mokhtar	Examineur	MCA	UKM Ouargla
OUSTANI Mabrouka.	Promoteur	MCA	UKM Ouargla
MDJAHED Saddek	Co-auteur	Doctant	UKM Ouargla


2025

A chère mère.

Qui as implanté dans mon cœur l'amour de la connaissance et la force de la persévérance, qui as illuminé mon chemin par tes prières.

Mon cher père,

Qui mas appris le sens des responsabilités, toi qui es mon soutien dans cette vie.

Je te dédie ces humbles mémoires en témoignage de gratitude et de remerciement pour tes efforts.

Que Dieu te protège et t'accorde santé et bien-être.

A Mon binom Halla

A tous la famille Benzaid

Feryal

Du plus profond de mon cœur, je dédie ce travail à tous ceux qui me sont chers

Je remercie dieu qui ma donné la chance de vivre ces Meilleurs moments et je suis redevables à mes chers Parents pour leurs soutiens, confiance et Compréhension

Dans les moments difficiles et grâce à eux que j'ai pu réussir dans mes études que dieu me les préservent (qu'ALLAH les protègent)

Je tiens à remercier l'ensemble de famille et plus particulièrement

A mes chères sœurs : Loubna, Lamia, Rabia

A mes frères : Mohamed laid, Abdelkader, Adham

A neuveux et mes nièces

Remerciements

Nous rendons grâce à Dieu Tout-Puissant de nous avoir accordé la force, la persévérance et la patience nécessaires pour mener à bien ce travail de recherche, malgré les difficultés rencontrées au cours de ses différentes étapes.

Nous tenons à exprimer notre profonde reconnaissance à notre encadrante, *Mme Cuastani Mabrouka*, pour ses conseils avisés, sa patience et son optimisme constants, qui ont été une source d'encouragement et de motivation tout au long de ce travail.

Nos sincères remerciements s'adressent également à notre co-encadrant, *M. Mdjahed Saddek*, pour sa coopération, sa disponibilité et sa bienveillance tout au long de cette recherche.

Nous exprimons notre gratitude au Professeur *M. Hamdi-AIssa Baelhadj* pour ses orientations scientifiques pertinentes, son soutien indéfectible ainsi que pour l'honneur qu'il nous a fait en acceptant de présider le jury. Nous remercions également A *M. Mokhtar Karabi* pour avoir accepté d'être membre du jury et pour ses contributions constructives et enrichissantes. Nos remerciements vont aussi au *M. Djili Brahim*, intellectuelle respectée dans notre domaine, pour son intérêt et ses encouragements.

Nos sincères remerciements s'adressent en outre à *Mmes Youssef Fouzia, Lounici Safia et Mimouni Yamina*, pour leur accompagnement et leur soutien constant durant la réalisation de ce travail. Nous remercions également l'ensemble de l'équipe du Laboratoire de Conservation et de Valorisation des Ressources du Désert ainsi que du Laboratoire CRAPC, en particulier M. *Bouzghagh Ismail* et M. *Rakbi Fares*, pour leur accueil, leur assistance et leurs précieuses contributions scientifiques.

Enfin, nous adressons nos remerciements aux laboratoires de Science du Sol et de Microbiologie de la Faculté des Sciences Naturelles et de la Vie pour leur appui technique et scientifique qui a considérablement enrichi ce travail. Nous n'oublions pas d'exprimer notre reconnaissance à l'ensemble des étudiants de la promotion **2024/2025**.

Liste des Tableaux

N°	Tableau	
01	Les différents types des croutes biologiques	12
02	Classification morphologique des cyanobactéries	24
03	Les résultats des analyses physico-chimiques du sol de stations étudiées	57

Liste des figures

N°	Figure	
01	Schéma fonctionnel d'une croûte biologique du sol avec des colonisateurs typiques.	06
02	Carte mondiale des zones arides	07
03	Schéma des croûtes rugueuses	09
04	Schéma des croûtes à sommet	10
05	Schéma Les croûtes onduleuses	10
06	Les différents types des croûtes biologiques	11
07	Croûtes biologiques associées aux roches	13
08	Différentes formes de cyanobactéries	23
09	Schéma sure le mécanisme de fixation de carbone	31
10	Structure du phycobilisome (PBS)	32
11	Fixation de l'azote chez les cyanobactéries (Hétérocystes)	33
12	Localisation géographique des régions d'étude	38
13	Méthodologie de travail	41
14	Localisation des stations d'étude	43
15	Incubation des cultures de cyanobactéries en milieu solide et liquide	52
16	Aspect macroscopique des souches des cyanobactéries isolées des croutés biologiques du site M'rara.	60
17	Microphotographies (observées au microscope optique) présentant les genres de cyanobactéries développées dans le milieu BG11 ₀	61
18	Aspect macroscopique des souches des cyanobactéries isolées des croutés biologiques du site El Abdoun.	62
19	Microphotographies (observées au microscope optique) présentant les genres de cyanobactéries développées dans le milieu BG11 ₀	63
20	Microphotographies (observées au microscope optique) présentant les genres de cyanobactéries développées dans le milieu BG11 ₀	65
21	Quantité des EPS extraite à partir de la culture en milieu liquide des cyanobactéries isolés des bio croûtes des deux sites d'étude (M'rara et El Abdoun) .	67
22	Quantité des EPS extraite à partir des cyanobactéries isolées des bios croûtes des deux des deux sites d'étude El Abdoun(aride) et El Messrane (semi-aride)	69
23	Teneur en chlorophylle produits par bio croûtes au niveau des trois sites	70

Liste des Photos

N°	Photo	
01	Etat de surface du site 01(M'rara)	44
02	Etat de surface du site 02(El Abdoune)	45
03	Etat de surface du site 03(EL Messrane)	46
04	Aspects microscopique des souches des cyanobactéries isolées des croutés biologique du site El Messrane	65

Liste des abréviations

- ADN** : Acide désoxyribonucléique
AFNOR : Association Française de Normalisation
ARNr 16S : Acide ribonucléique 16S
BG11 : Milieu de culture BG11 avec azote
BG110 : Milieu de culture BG11 sans azote
BSC : Croûte biologique du sol
EPS : Exo-polyssacharides
ETP : Evapotranspiration potentielle
FAO : Food and Agriculture Organisation
ICBN : International Code of Botanical Nomenclature
LICNP: International Code of Nomenclature of Prokaryotes
PSI : Photosystème I
PSII : Photosystème II
ROS : Les espèces réactives de l'oxygène (ROS)
UVR : Rayonnements ultraviolets

Table des matières

Liste des tableaux	
Liste des figures	
Liste des photos	
Liste des abréviations	
Dédicace	
Remerciements	
Introduction	1
Partie1. Synthèse bibliographique	
Chapitre1. Croûte biologique	
1. Définition des croûtes biologiques des sols.....	5
2. Processus de formation des croûtes biologiques.....	6
3. Répartition des croûtes biologiques.....	7
4. Classification des croûtes biologiques du sol.....	8
4.1. Croûtes biologiques associées au sol (Biocrusts).....	8
4.1.1. Les croûtes lisses.....	8
4.1.2. Les croûtes rugueuses.....	9
4.1.3. Les croûtes à sommet.....	9
4.1.4. Les croûtes onduleuses.....	10
4.2. Croûtes biologiques associées aux roches.....	12
4.2.1. Croûtes épilithiques.....	13
4.2.2. Croûtes hypolithiques.....	14
4.2.3. Les croûtes endolithiques	14
5. Rôles des croûtes biologiques du sol.....	14
5.1. Piégeage de la poussière.....	15
5.2. Pédogenèse.....	15
5.3. Amélioration de la structure physique du sol.....	15
5.4. Stabilisation du sol face à l'érosion.....	15
5.5. Fixation du carbone.....	16
5.6. Fixation de l'azote.....	16
5.7. Restauration du sols.....	16
6. Micro-organismes constituant les croûtes biologiques du sol.....	16
6.1. Les phototrophes oxygéniques.....	17
6.1.1. Les cyanobactéries.....	17
6.1.2. Les Bryophytes.....	17
7. Facteurs influençant la distribution et la composition des biocroûtes.....	18
7.1. Texture du sol.....	18

7.2. Composition chimique du sol.....	18
7.3. Température.....	18
7.4. Précipitations.....	18
7.5. Altitude	19
7.6. Stabilité de la surface	19
7.7. Structure de la communauté des plantes vasculaires.....	19
7.8. Perturbation de la surface.....	20
8. Conséquences écologiques de la perturbation de croûtes biologique du sol.....	20

Chapitre 2. Les cyanobactérie

1. Définition et historique.....	21
2 . Morphologie et diversité cellulaire des cyanobactéries.....	22
2.1. Formes unicellulaires et coloniales.....	22
2 .2. Formes filamenteuses et ramifications.....	22
2 .3. Cellules spécialisées des cyanobactéries Filamenteuses.....	22
3. Évolution de la taxonomie des cyanobactéries.....	23
4. Adaptation des cyanobactéries aux conditions extrêmes	25
4.1. Aux températures extrêmes.....	25
4.2. À la variation de pH.....	25
4.3. A la salinité et au stress osmotique	26
4.4 Aux rayonnements ultraviolets (U.V.R.).....	26
4.5. A la dessiccation.....	27
5. Métabolisme des cyanobactéries.....	27
6. Importance écologique des cyanobactéries dans les sols désertiques.....	29
6.1. Importance des EPS dans la survie en milieu aride et leur rôle fonctionnel dans les croûtes biologiques.....	29
6.2. Fixation de carbone.....	31
6.3. Fixation de l'azote	33

Partie II : Matériel et méthodes

Chapitre I : Présentation des régions d'étude

1. Situation géographique.....	36
2. Données climatiques des régions d'étude	38
3. Pédologie	39

Chapitre II : Méthodologie de travail

1. Choix des sites d'études	45
2. Discription des sites d'études.....	47
2.1. Site de M'rara (région d'El M'gheir).....	47
2.2. Site d'El Abdoun (région de Béni Abbes).....	48
2.3. Site d'El Mesrrane (région de Djelfa)	49
3. Prélèvement des échantillons de bio-croûtes et du sol associé	49

3.1. Prélèvement pour la caractérisation physico-chimique du support pédologique	50
3.2. Prélèvement pour les analyses microbiologiques	50
4. Méthodes d'analyse.....	50
4.1. Analyse physicochimique du sol.....	51
4.1.1. Granulométrie.....	51
4.1.4. Dosage de calcaire total.....	51
4.1.2. Conductivité électrique (CE).....	51
4.1.1. Réaction du sol (pH).....	52
4.1.5. Dosage du carbone organiqueet estimation de la matier organique.....	52
4.1.6. Dosage de l'azote total.....	52
4.1.3. Dosage du gypse.....	53
4.2. Analyse microbiologique (Caractérisation morphologique des communautés des cyanobactéries isolées des bios croûtes des trois sites d'étude).....	53
4.2.1. Préparation de milieu de culture BG11 et BG11 ₀	53
4.2.2. Préparation de l'extrait de terre	53
4.2. 3. Prélèvement de l'inoculum des cyanobactéries à partir des bios-croûtes	54
4.2.4. Isolement et ensemencement des cyanobactéries	54
4.2.5. Purification des cultures de cyanobactéries en milieu solide et liquide.....	55
4.2.6. Caractérisation morphologique des souches isolées	56
4.3. Efficace fonctionnelle (Analyse physiologique).....	57
4.3.1. Extraction des Exo-polysaccharide (EPS)	57
4.2.2. Détermination de la biomasse photosynthétique (dosage de la teneur chlorophylle).....	58
III. Résultats et discussion	
1. Analyse physicochimique du sol des sites d'étude	60
2. Analyse microbiologique.....	62
2.2. Caractérisation morphologique (macroscopique et microscopique) des cyanobactéries isolées des biocrutes des sites d'étude.....	62
2.1.1. Cyanobactéries isolée de site de M'rara.....	62
2.1.2. Cyanobactéries isolée de site de El Abdoun.....	56
2.1.3. Cyanobactéries isolée de site de El Messrane.....	67
3. Caractérisation Fonctionnel(physiologique).....	69
3.1. Dosage des Exo-polysaccharide (EPS) isolées cyanobactérie des biocrutes.....	69
3.2 Dosage de la biomasse photosynthétique (teneur en chlorophylle).....	72
3.5. Conclusion	76
Références bibliographiques.....	80
Annexe.....	94
Résumé.....	98

Introduction

Introduction générale

Les zones arides et semi arides, notamment le Sahara, représentent les environnements terrestres les plus extrêmes et couvrent environ 45 % de la surface terrestre continentale (Huang et al., 2017). Ces milieux se caractérisent par des précipitations très faibles, des températures élevées, une forte évaporation, une intense radiation solaire et une disponibilité en nutriments extrêmement réduite (Pointing & Belnap, 2012 ; Cary et al., 2010).

La dégradation des terres et la désertification constituent dans ces milieux constituées des défis environnementaux, affectant plus de 40% de la surface terrestre et menaçant les moyens de subsistance de milliards de personnes, particulièrement dans les zones arides et semi-arides (Gao et al., 2021). Dans ce contexte, l'ingénierie écologique basée sur l'utilisation de micro-organismes indigènes doués par des potentiels de restauration des sols apparaît comme une approche prometteuse pour réhabiliter la fonctionnalité des sols dégradés.

Parmi les communautés microbiennes du sol, les cyanobactéries se distinguent comme des ingénieurs écosystémiques pionniers et fondamentaux des milieux arides. Ces procaryotes photosynthétiques sont souvent les premiers colonisateurs des sols nus et dégradés, où ils forment, avec d'autres micro-organismes, des assemblages complexes appelés croûtes biologiques du sol (biocroûtes). Ces biocroûtes sont aujourd'hui reconnues non seulement comme des "points chauds" de biodiversité, mais aussi comme des acteurs clés de la stabilité et de la fertilité des sols désertiques. L'importance capitale des cyanobactéries repose sur un ensemble d'activités fonctionnelles uniques qui répondent directement aux principales limitations écologiques de ces environnements.

Premièrement, leur capacité à tisser un réseau dense de filaments et à excréter d'importantes quantités d' (EPS) est fondamentale pour la stabilisation physique du sol. Ces biopolymères agissent comme un ciment naturel, agrégeant les particules de sable et de limon pour former une matrice cohésive qui augmente la résistance du sol à l'érosion (Lan et al., 2022 ; Chamizo et al., 2022).

Deuxièmement, de nombreuses espèces de cyanobactéries possèdent la capacité de fixer l'azote atmosphérique. Dans les écosystèmes arides où l'azote est un facteur limitant majeur pour la croissance des plantes, cette activité représente la principale source d'azote nouveau. Par ce processus, elles convertissent le diazote gazeux (N_2) en ammoniac (NH_3), enrichissant ainsi le sol en une forme d'azote directement ou indirectement assimilable par l'ensemble de la communauté biologique. Les taux de fixation peuvent être significatifs, contribuant de manière substantielle au budget azoté global de ces écosystèmes (Ritchie & Stark, 2021).

Troisièmement, par leur métabolisme photosynthétique, les cyanobactéries sont des producteurs primaires essentiels, introduisant du carbone organique dans des sols qui en sont largement dépourvus. Cet apport de carbone, combiné à l'azote fixé, amorce le développement de réseaux trophiques microbiens complexes et améliore la propriétés du sol (**Chamizo et al., 2022**).

Malgré leur importance écologique, les communautés algales notamment les cyanobactéries formant les croûtes biologiques dans les zones désertiques du nord de l'Afrique, en particulier dans le Sahara algérien, restent encore peu explorées. Parmi les rares études menées dans certains milieux désertiques du Sahara algérien, on cite les travaux de Kaboul (2015), Mehda et al. (2021), Barka et Rachedi (2022), Mahda et al. (2022). En fait, la majorité des recherches sur les biocroûtes se sont concentrées sur d'autres régions arides, telles que le désert du Mojave, le Négev ou l'Australie, China, Argentina (Büdel et al., 2009 ; Zedda et al., 2011 ; Zhang, 2024 ; Navas Romero et al., 2024). Cela souligne un vide scientifique important concernant la diversité, la composition et les potentialités adaptatives et fonctionnelles des cyanobactéries des milieux semi-arides et arides Algérien notamment ceux situés au Sahara Algérien.

Ce travail s'inscrit dans le cadre de la caractérisation cyanobactéries isolées de croûtes biologiques développées deux environnements arides et semi-arides de l'Algérie. L'objectif principal est d'apporter notre contribution à la caractérisation morphologique des cyanobactéries colonisant le sol des zones ciblées par notre étude, d'évaluer leur potentiel d'adaptation aux conditions extrêmes, et de mieux comprendre leur rôle écologique dans ces environnements

fragiles. Ce type d'étude constitue un préalable essentiel à toute stratégie de valorisation des biocroûtes dans des programmes de restauration écologique des sols désertiques.

Ce manuscrit est structuré en trois parties :

- La première partie est consacrée à une synthèse bibliographique englobant deux chapitres : Le premier est consacré aux croûtes biologiques, alors que, le second est dédié aux cyanobactéries.
- La deuxième partie illustre le matériel, également structurée en deux chapitres. Le premier présente le contexte écologique des régions d'études, et le second décrit en détail la méthodologie employée pour les analyses physico-chimiques et microbiologiques.
- La troisième et la dernière partie est consacrée à la discussion des résultats obtenus.

Enfin, les principaux résultats et les perspectives de ce travail sont présentés en conclusion générale.

Partie I
Synthèse bibliographique

1. Définition des croûtes biologiques des sols

Les croûtes biologiques du sol (BSC ou biocrusts) sont définies comme un mélange d'organismes autotrophes et hétérotrophes qui vivent à l'intérieur ou au-dessus des millimètres supérieurs du sol, créant une couche cohérente et agrégeant **(Belnap et al. 2003)**.

Les croûtes biologiques sont composées d'un large éventail d'organismes, notamment des cyanobactéries, des algues, des bactéries, des champignons, des lichens et des bryophytes (mousses et hépatiques) dans des proportions différentes **(Raggio et al., 2017)**.

Ces organismes, et les matériaux extracellulaires polysaccharidiques qui leur sont associés, relient les particules du sol, créant ainsi une croûte vivante cohérente qui recouvre la surface de nombreuses régions arides **(Belnap, 2006) (Figure 01)**.

Dans certains sols des zones arides et semi-arides, ces communautés peuvent couvrir environ 40-70% du sol **(Belnap, 1994)**.

Plusieurs noms ont été donnés aux croûtes biologiques du sol, on cite à titre d'exemple : les croûtes cryptogamiques, cryptobiotiques, microbiotiques, microflorales, microphytes ou organogènes **(Harper et Marble, 1988 ; West, 1990)**. Toutefois, le terme croûtes biologiques du sol c'est le terme le plus large qui indique clairement que ces croûtes dépendent de l'activité des organismes vivants, contrairement aux croûtes physiques ou chimiques **(Evans et Johansen, 1999)**

De plus, le terme croûte biologique du sol n'a pas d'implications taxonomiques et est-il donc largement applicable à toutes les croûtes du sol, quelle que soit la composition des espèces microbiennes qui les colonisent **(Belnap et al., 2001)**.

Les croûtes biologiques du sol sont principalement composées de cyanobactéries dans les régions arides et semi-arides ou partout où un microclimat aride/semi-aride est présent, et d'algues vertes dans les régions tempérées **(Büdel, 2005)**

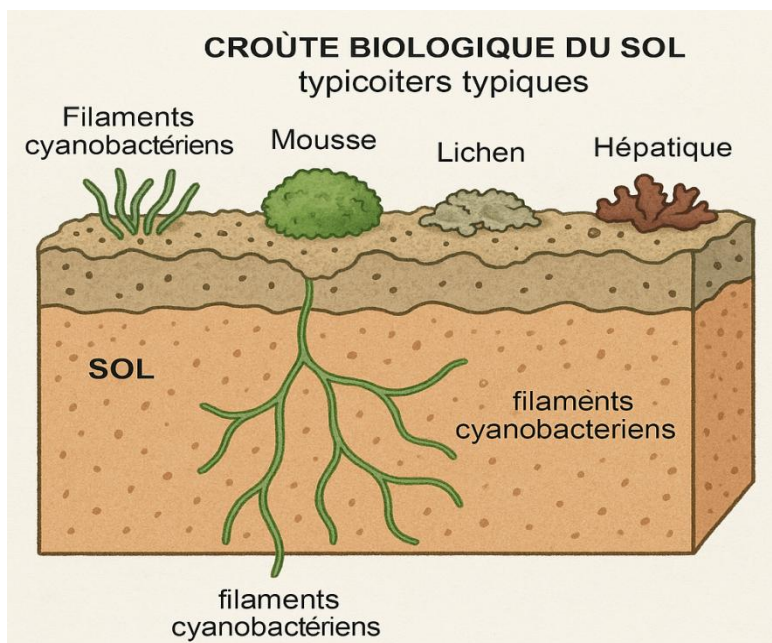


Figure 01: Schéma fonctionnel d'une croûte biologique du sol avec des colonisateurs typiques (Belnap et Lange, 2013)

2. Processus de formation des croûtes biologiques

Selon Balesdent et al. (2015), les zones initialement dépourvues de vie peuvent être colonisées par des micro-organismes pionniers transportés par le vent. Dès lors qu'ils parviennent à adhérer aux surfaces minérales, même en l'absence de matière organique, ces micro-organismes commencent à transformer le milieu. Les cyanobactéries, grâce à leurs capacités métaboliques photosynthétiques, utilisent le CO_2 de l'air pour produire des composés organiques, dont une partie est excrétée sous forme de polysaccharides leur permettant de se fixer aux surfaces minérales. Ces dernières libèrent ensuite des éléments nutritifs tels que le phosphore (P), le potassium (K), le magnésium (Mg), le calcium (Ca) ainsi que des oligoéléments essentiels à la vie.

Par ailleurs, certaines cyanobactéries possèdent la capacité de fixer l'azote atmosphérique. Grâce à cette double aptitude à capter et transformer le carbone et l'azote minéraux en substances organiques, elles constituent les premiers maillons d'une chaîne permettant l'installation de la végétation. Elles sont progressivement rejointes par des algues vertes et d'autres bactéries

hétérotrophes. Cet ensemble de micro-organismes pionniers forme ainsi une couche vivante à la surface du sol : la croûte biologique primaire. Par la suite, des champignons filamenteux et des lichens viennent s'y installer, contribuant à son développement et à son renforcement.

3. Répartition des croûtes biologiques

Les croûtes biologiques présentent une large répartition à l'échelle mondiale, aussi bien en latitude qu'en longitude. Elles sont capables de résister à des conditions climatiques extrêmes, qu'il s'agisse de fortes chaleurs ou de froid intense. On les retrouve dans toutes les zones arides et semi-arides du globe, dans les régions steppiques des hémisphères Nord et Sud, dans les forêts méditerranéennes, ainsi que dans les espaces dégagés entre la végétation de la toundra (**Belnap et al., 2001**). Leur présence est particulièrement notable aux États-Unis (plateau du Colorado, Grand Bassin, désert de Sonora), en Australie, en Alaska et en Antarctique (**BELNAP et al., 2001**).

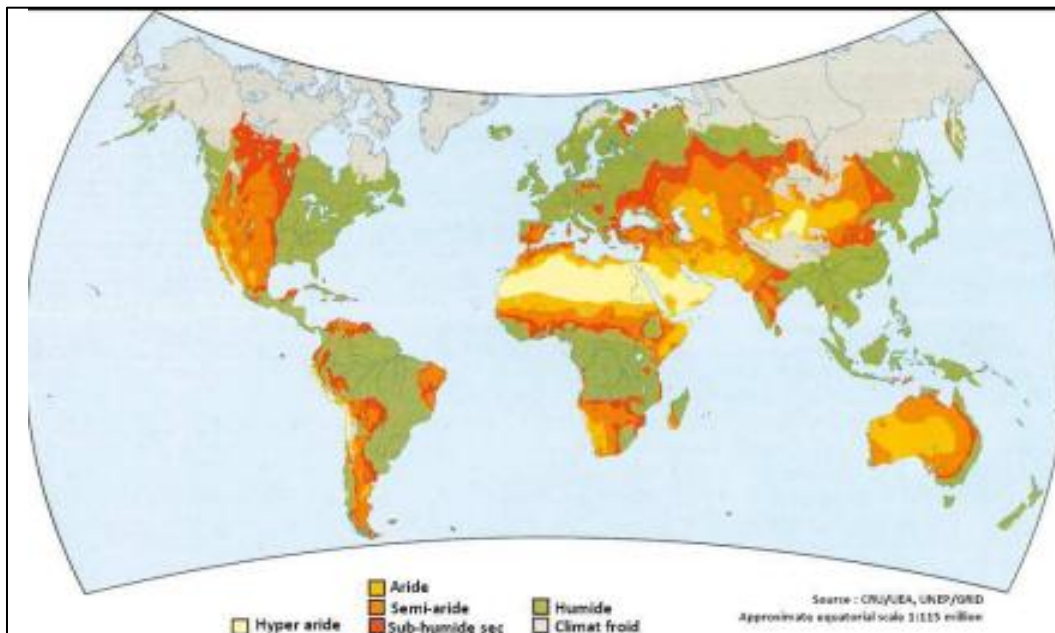


Figure 02: Carte mondiale des zones arides (Belnap, 2005)

4. Classification des croûtes biologiques du sol

Les croûtes biologiques peuvent être classées selon plusieurs critères : le type d'habitat, la composition taxonomique, l'apparence physique ainsi que les fonctions écologiques qu'elles remplissent (**Belnap et al., 2001**). Selon **Büdel (2005)**, la variabilité spatiale des croûtes biologiques est déterminée par des facteurs climatiques, topographiques et pédogénétiques. En fonction du type de microhabitat, ces croûtes peuvent être regroupées en deux grandes catégories :

4.1. Croûtes biologiques associées au sol (Biocrusts)

Il s'agit de communautés biologiques vivant dans les couches superficielles du sol, formant une structure cohérente en agglutinant les particules du sol (**Pointing et Belnap, 2012**). Ces croûtes peuvent être classées selon plusieurs paramètres :

- La couleur des croûtes (**Hahn et Kusserow, 1998**),
- La structure et le type d'organismes dominants (**Belnap et al., 2001**),
- L'aspect extérieur et la morphologie (**Belnap, 2006**),
- La composition spécifique, les groupes fonctionnels ou une combinaison entre l'apparence de la surface et les groupes fonctionnels (**Colesie et al., 2016**).

Parmi ces classifications, celle proposée par Belnap et al. (2006) est la plus largement utilisée à l'échelle mondiale. Elle repose sur la morphologie des croûtes et distingue quatre grands types :

4.1.1. Les croûtes lisses

Les croûtes lisses se rencontrent principalement dans les zones désertiques hyperarides et chaudes (comme l'Atacama ou les déserts du Sahara), où les sols ne subissent jamais de gel et où l'évapotranspiration potentielle est très élevée. Le biote de ces croûtes est dominé par une fine couche de cyanobactéries et de champignons qui se développent à la surface du sol ou légèrement en dessous. Les sols de ces régions sont généralement jeunes, grossiers et peu altérés. Lorsque les particules du sol sont liées par l'activité biologique de la croûte, la surface du sol devient plus homogène et douce, d'où leur appellation de croûtes « lisses ».

4.1.2. Les croûtes rugueuses

Les croûtes rugueuses apparaissent dans les régions arides où les sols ne sont pas soumis au gel, mais où évapotranspiration potentielle (ETP) reste inférieure à celle des déserts hyperarides, comme c'est le cas dans certaines zones du désert de Sonora à basse altitude, du Mojave ou encore des déserts australiens. Elles se caractérisent par une fine couche biologique dominée par des cyanobactéries et des champignons. Dans les parties plus sèches de ces milieux, on observe parfois des taches dispersées de lichens et de mousses à la surface du sol, qui reste globalement plane.

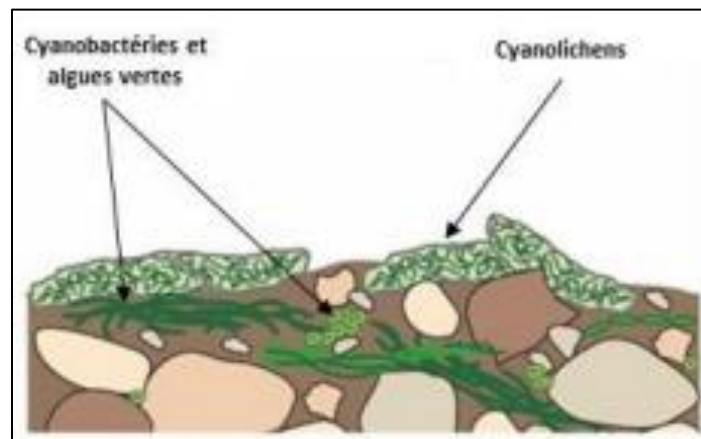


Figure 03: Schéma Les croûtes rugueuses (Colesie et al., 2016).

4.1.3. Les croûtes à sommet

Présentes dans les déserts froids où les sols sont soumis au gel et où l'ETP est inférieure à celle des déserts chauds, les croûtes à sommet se composent principalement de couches épaisses de cyanobactéries, enrichies à environ 40 % de lichens et de mousses. Elles se distinguent par la formation de monticules pédicellés, résultats d'un soulèvement du sol dû au gel, suivi d'une érosion différentielle par l'eau de ruissellement. Ce type de croûte présente une forte biomasse, une absorptivité élevée et une surface très rugueuse, bien que sa porosité de surface reste relativement faible.

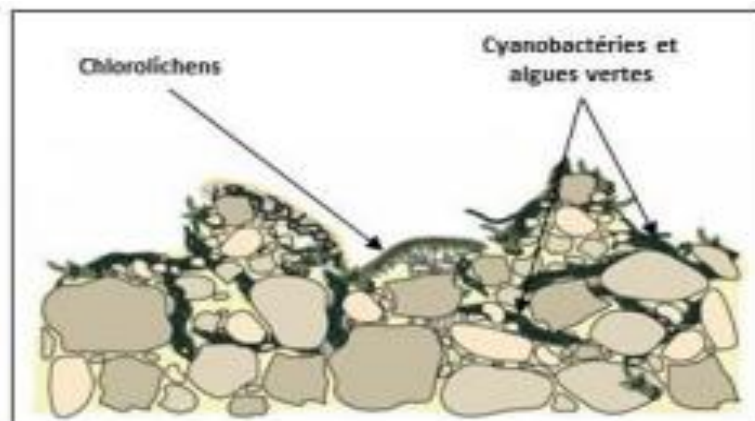


Figure 04: Schéma Les croûtes à sommet (Colesie et al., 2016).

4.1.4. Les croûtes onduleuses

Les croûtes onduleuses se développent dans des zones plus froides et situées à des altitudes plus basses que celles où l'on trouve les croûtes à sommet, comme le nord du Grand Bassin aux États-Unis ou les déserts des hautes latitudes. Ces croûtes épaisses sont largement dominées par les lichens et les mousses. Le soulèvement du sol induit par le gel est compensé par un tapis dense et fortement cohésif de lichens et de mousses, qui forme une surface résistante à l'érosion. Cette couverture limite la formation de creux par érosion différentielle, donnant lieu à une surface légèrement ondulée et rugueuse. Grâce à une ETP très faible, ces croûtes développent une biomasse importante, une forte capacité d'absorption et une porosité réduite, accompagnées d'une rugosité de surface modérée.

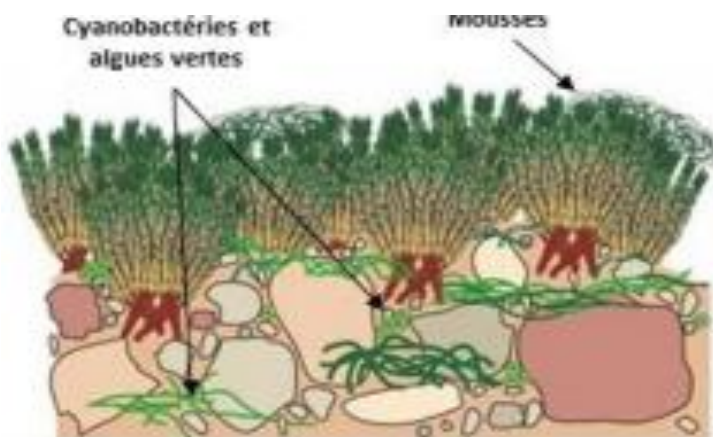


Figure 05: Schéma Les croûtes onduleuses (Colesie et al., 2016).

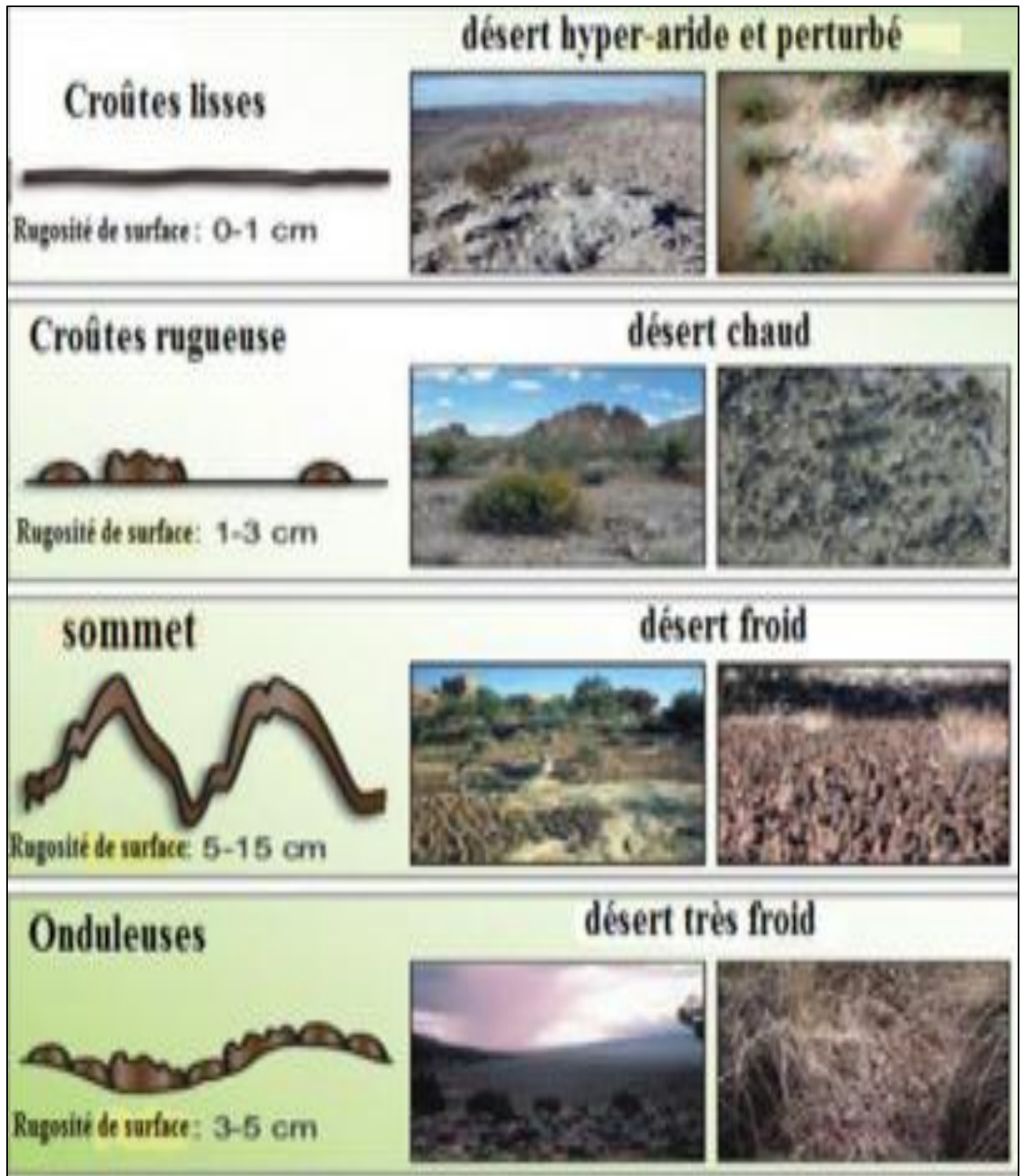


Figure 06 : Les différents types des croûtes biologiques (Belnap,2001)

Tableau 1 : Les différents types des croûtes biologiques (Belnap, 2001)

Topographie	Ragosité de surface	Organismes impliqués	Région d'occurrence
Croûtes lisses	0-01 cm	Cyanobactéries, algues, etc. à l'intérieur du sol, pas de lichens ou mousses	Habitats sans gel du sol, ex. hyper-aride, Australie, dunes en Néguev (presque tous fixés)
Croûtes ruguruses	01-03 cm	Parcelles dispersées de lichens et mousses (en plus les organismes à l'intérieur du sol)	Habitats sans gel du sol, par exemple Australie, Néguev centrale, zone côtière de brouillard du Namib, la région méditerranéenne, dans les régions tempérées
Croûtes onduleuses	03-05h	Equitablement un couvert continue de lichens et mousses (en plus les organismes à l'intérieur du sol)	Habitat avec gel en hiver, souvent en sols argileux ou avec un grand couvert de mousse et lichens. Par exemple Grand Bassin du nord USA
Croûtes Sommet	05-15 cm	Cyanobactéries, algues, etc. à l'intérieur du sol sans mousses et lichens.	Habitat avec gel en hiver. Par exemple, Plateau du Colorado, Grand Bassin central des États-Unis, régions avec un faible couvert de mousses et de lichens

4.2. Croûtes biologiques associées aux roches

La présence de vie à la surface des roches, à l'interface entre l'atmosphère et la lithosphère, représente une niche écologique ancienne sur Terre. Ces roches exposées directement à l'air sont rapidement colonisées par des communautés microbiennes, notamment dans les environnements terrestres les plus extrêmes, tels que les déserts chauds et froids (**Gorbushina, 2007**).

Ces communautés s'installent généralement dans les premiers millimètres à quelques centimètres de la surface de divers types de roches, comme le grès, le gypse, le calcaire, le quartz, le granite, le silex, la halite ou encore la dolomite (**Gorbushina, 2007**).

Les croûtes biologiques associées aux roches sont principalement composées de cyanobactéries, d'algues, de microchampignons et de lichens. Contrairement à ces organismes, les mousses ne sont pas aussi intimement liées à la surface rocheuse et ne constituent donc pas un élément commun des croûtes biologiques (Büdel, 2002).

Lorsque les cyanobactéries et/ou les algues forment des couches minces, celles-ci sont parfois désignées sous les termes de "films" ou "biofilms" (Büdel, 1999 ; Castenholz et Garcia-Pichel, 2000).



Figure 07 : Croûtes biologiques associées aux roches (Belnap, 2003)

4.2.1. Croûtes épilithiques

Les croûtes épilithiques désignent les communautés de microorganismes qui se développent sur la surface externe des roches ou des substrats minéraux (Pointing et Belnap, 2012). Elles sont présentes dans les déserts appartenant à toutes les catégories d'aridité. Les lichens et les mousses y sont fréquemment observés à la surface des roches (Nash et al., 1977).

Ces surfaces hébergent également des microcolonies libres ainsi que des biofilms, dans lesquels les cyanobactéries et les champignons jouent un rôle central (Staley et al., 1982 ; Gorbushina, 2007).

4.2.2. Croûtes hypolithiques

Les croûtes hypolithiques regroupent les microorganismes qui colonisent la face inférieure des pierres translucides, comme le quartz ou le marbre, généralement en contact direct avec le sol (Pointing et Belnap, 2012). Ces communautés sont présentes dans tous les types de déserts (Azúa-Bustos et al., 2011), mais elles revêtent une importance particulière dans les zones hyperarides, où la chaussée désertique constitue un habitat essentiel pour la productivité biologique et l'accumulation de biomasse (Warren-Rhodes et al., 2006 ; Warren-Rhodes et al., 2007).

4.2.3. Les croûtes endolithiques

Les croûtes endolithiques désignent des communautés de microorganismes qui vivent à l'intérieur des roches, en colonisant les fissures ou les pores de matériaux tels que le grès, le calcaire ou le granite altéré (Pointing et Belnap, 2012). À l'instar des communautés hypolithiques, les assemblages endolithiques présents dans les déserts non polaires sont dominés par les cyanobactéries, notamment le genre *Chroococcidiopsis* ainsi que d'autres coccoïdes. On observe fréquemment des couches microbiennes colorées (noires, vertes, roses ou blanches), composées d'algues chlorophycées, de lichens, de bactéries hétérotrophes et de champignons libres (Büdel et Wessels, 1991 ; Wong et al., 2010).

Il est remarquable que la colonisation endolithique semble présente dans tous les types de déserts, quelle que soit leur classe d'aridité, témoignant ainsi d'une grande capacité d'adaptation à des conditions environnementales extrêmes (Pointing et Belnap, 2012).

5. Rôles des croûtes biologiques du sol

Les croûtes biologiques du sol jouent un rôle fondamental dans la formation, la stabilité et la fertilité des sols. Lorsqu'elles sont peu perturbées, elles présentent une biomasse plus importante et remplissent plus efficacement leurs fonctions écologiques que celles constamment maintenues à un stade initial de succession en raison de perturbations.

Bien que de nombreuses recherches aient été menées sur ces croûtes, plusieurs des services écosystémiques qu'elles assurent demeurent encore mal connus (Belnap, 2003). Voici quelques fonctions écopédologiques majeures attribuées aux croûtes biologiques :

5.1. Piégeage de la poussière

Grâce à leur surface rugueuse, les croûtes biologiques retiennent des gaines collantes de polysaccharides, favorisant l'accumulation de poussière. Cette poussière enrichit le sol en éléments nutritifs essentiels comme l'azote, le phosphore et le potassium, jusqu'à quadrupler leur concentration (Verrecchia et al., 1995 ; Reynolds et Hunter, 2001).

5.2. Pédogenèse

Les croûtes favorisent une meilleure rétention de l'eau, ce qui stimule la dissolution des minéraux et accentue les effets des cycles de gel et de dégel. Cette combinaison de facteurs peut accélérer jusqu'à cent fois le processus d'altération du substrat rocheux (Schwartzman et Volk, 1989).

5.3. Amélioration de la structure physique du sol

Les substances produites par les organismes des croûtes lient les particules du sol pour former des agrégats, éléments clés du bon fonctionnement des sols (Herrick et Wander, 2018) et la résistance à l'érosion (Neuman et al., 1996). Une biomasse plus élevée favorise une meilleure agrégation du sol (Belnap, 2003).

5.4. Stabilisation du sol face à l'érosion

Les croûtes biologiques protègent la surface des sols désertiques contre l'érosion causée par l'eau et le vent. Toutefois, tous les types de croûtes n'offrent pas le même niveau de protection. Les croûtes bien développées, riches en lichens et en mousses, assurent une protection quasi totale, tandis que les croûtes perturbées, principalement composées de cyanobactéries, peuvent entraîner une perte de sédiments jusqu'à 35 fois plus élevée lors d'épisodes de vent fort ou de ruissellement (Belnap et Eldridge, 2001).

5.5. Fixation du carbone

Dans les régions à végétation clairsemée, typiques des zones arides, les croûtes biologiques du sol représentent une source notable de carbone (Belnap, 2001 ; Beymer et Klopatek, 1991). Contrairement aux plantes vasculaires qui libèrent du carbone directement dans le sol, les croûtes biologiques en apportent dans les zones interstitielles entre les végétaux. Elles enrichissent ainsi la fertilité du sol, soit par la libération de composés issus des micro-organismes qui les composent, soit par la décomposition de leur biomasse après leur mort. Ces apports favorisent le développement des communautés microbiennes responsables de la dégradation de la matière organique (Belnap, 2013).

5.6. Fixation de l'azote

Les croûtes biologiques jouent également un rôle important dans la fixation de l'azote dans les milieux désertiques (Johnson et al., 2005). La majorité des croûtes présentes dans ces environnements sont dominées par des organismes fixateurs d'azote, tels que les cyanobactéries des genres *Scytonema* et *Nostoc*, ainsi que les lichens terricoles comme *Collema* et *Peltula* (Belnap, 2013).

5.6 Restauration des sols

La restauration du sol désigne l'ensemble des pratiques et processus visant à réhabiliter la structure, la fertilité, la biodiversité et les fonctions écologiques des sols dégradés. Elle peut s'inscrire dans des démarches de restauration écologique, de lutte contre la désertification ou d'agriculture durable. La restauration du sol vise à rétablir ses fonctions écosystémiques essentielles, telles que la filtration de l'eau, la production végétale et le stockage du carbone. (FAO, 2015 ; Lal, 2009)

6. Micro-organismes constituant les croûtes biologiques du sol

Les croûtes biologiques du sol sont composées à la fois d'organismes phototrophes oxygéniques et d'organismes hétérotrophes (Büdel, 2005). Ces micro-organismes, fréquemment rencontrés dans les sols désertiques à travers le monde, se répartissent comme suit :

6.1. Les phototrophes oxygéniques

Le groupe le plus vaste et le plus significatif au sein des croûtes biologiques est constitué des producteurs primaires capables de réaliser la photosynthèse oxygénée. Ce groupe comprend notamment les cyanobactéries, qui sont présentes dans presque toutes les formes et étapes de développement des croûtes (Schwabe, 1963). Elles jouent un rôle pionnier en recolonisant les sols après des perturbations. Dans de nombreux cas, les cyanobactéries coexistent avec des algues vertes unicellulaires, ainsi qu'avec des lichens et des mousses, en proportions variables selon les conditions (Büdel, 2005).

6.1.1. Les cyanobactéries

Les cyanobactéries sont des micro-organismes primitifs, filamenteux ou unicellulaires, capables de photosynthèse. Dans certaines conditions, elles peuvent fixer l'azote atmosphérique en une forme assimilable par les plantes supérieures (Belnap et al., 2001). On distingue des cyanobactéries hétérocystées, qui possèdent des cellules spécialisées dans la fixation de l'azote, et des formes non hétérocystées qui en sont dépourvues (Belnap et al., 2001).

6.1.2. Les Bryophytes

Les Bryophytes constituent un embranchement homogène du règne végétal. Ce sont des plantes chlorophylliennes qui se développent principalement sur le sol et l'humus des forêts (Marouf, 2000), représentant un groupe intermédiaire entre les algues vertes et les plantes vasculaires (Belnap et al., 2001 ; Rameau et al., 2008). Elles sont dépourvues de véritables tissus vasculaires et de racines, remplacées par des structures appelées rhizoïdes. Leurs caractéristiques morphologiques, anatomiques ainsi que leurs exigences écologiques varient selon les groupes (Marouf, 2000).

Ce groupe comprend les mousses et les hépatiques . Le terme « bryophyte » vient du grec bryos, signifiant mousse. Dans les milieux arides, toutefois, les mousses produisent rarement des organes de reproduction. Elles y adoptent une reproduction asexuée, soit par fragmentation simple, soit par des structures spécialisées (Belnap et al., 2001).

7. Facteurs influençant la distribution et la composition des biocroûtes

7.1. Texture du sol

La texture du sol joue un rôle déterminant dans la structure des communautés biologiques des biocroûtes. Les sols à texture fine et plus stables, comme les loams limoneux ou les substrats gypseux, favorisent une plus grande diversité de cyanobactéries, de lichens et de mousses, comparativement aux sols à texture grossière, qui sont généralement moins stables (Kleiner et Harper, 1977 ; Hansen et al., 1999).

7.2. Composition chimique du sol

La composition chimique du sol influence également la couverture et la diversité des biocroûtes. Les sols calcaires et riches en gypse accueillent souvent des biocroûtes abondantes et diversifiées. Certains taxons peuvent même servir d'indicateurs fiables de la chimie du sol (Belnap et al., 2001). Selon Büdel (2005), la salinité constitue un facteur de contrôle important sur la présence des cyanobactéries formant les croûtes.

7.3. Température

L'effet de la température est étroitement lié à celui de l'humidité. Lorsque la température augmente, l'activité biologique des organismes atteint un pic avant de décroître. Dans les milieux très chauds, certaines espèces s'enfouissent dans le sol afin de se protéger de l'insolation excessive.

Des minéraux translucides comme le quartz ou des croûtes salines permettent à ces organismes de s'enfoncer à quelques centimètres de la surface, bénéficiant ainsi d'une protection

contre l'intensité lumineuse excessive, la dessiccation rapide et les températures extrêmes (Dommergues et Mangenot, 1970 ; Schlesinger et al., 2003).

7.4. Précipitations

L'activité biologique dans les milieux arides et semi-arides est fortement conditionnée par la quantité et la fréquence des précipitations. En effet, les croûtes biologiques du sol sont constituées d'organismes dont l'activité est déclenchée uniquement lorsque le sol est humide. Ainsi, les précipitations, tant en termes de volume que de période, influencent de manière significative le fonctionnement physiologique des communautés microbiennes présentes dans le sol (Belnap et al., 2004).

7.5. Altitude

Il existe une relation inverse entre la couverture des croûtes biologiques et celle de la végétation vasculaire. Une moindre densité de végétation vasculaire libère davantage d'espace pour l'établissement des organismes formant les croûtes. Par conséquent, la couverture totale des croûtes (incluant cyanobactéries, lichens et mousses) est généralement plus élevée à basse altitude (moins de 1000 mètres) qu'à moyenne altitude (entre 1000 et 2500 mètres) (Hansen et al., 1999).

7.6. Stabilité de la surface

La stabilité du sol dépend de plusieurs facteurs, notamment sa texture, sa profondeur et son taux d'humidité. Les sols composés de sable ou de limon sont plus vulnérables aux perturbations lorsqu'ils sont secs, tandis que les sols argileux présentent une meilleure stabilité (Belnap et al., 2001). La présence de roches ou de cailloux en surface ou en subsurface contribue également à la stabilité du sol en protégeant sa surface contre les agressions physiques, favorisant ainsi le développement des croûtes biologiques. De plus, les sols peu profonds, quelle que soit leur texture, abritent souvent une grande diversité de cyanobactéries, de mousses et de lichens (Belnap et al., 2001).

7.7. Structure de la communauté des plantes vasculaires

Dans de nombreuses communautés végétales des zones arides et semi-arides, la disposition verticale et horizontale des plantes vasculaires favorise le développement des croûtes biologiques du sol. Dans les régions plus froides, une plus grande complexité structurelle de la végétation vasculaire est généralement associée à une diversité accrue des croûtes biologiques en termes de composition. Les plantes vasculaires jouent un rôle important en formant des brise-vent et en procurant de l'ombre, ce qui modifie les conditions de lumière et d'humidité à la surface du sol (Rosentreter et McCune, 1992).

8. Conséquences écologiques de la perturbation des croûtes biologiques du sol

De nombreux facteurs perturbateurs menacent l'intégrité des croûtes biologiques du sol, notamment le changement climatique, l'intensification des activités humaines, l'invasion par des herbes annuelles exotiques, ainsi que l'augmentation du risque d'incendies. Ces perturbations altèrent gravement le fonctionnement des croûtes biologiques, entraînant :

- Une diminution de leur couverture totale ;
- Un changement de composition : les lichens et les mousses sensibles aux perturbations sont remplacés par des cyanobactéries plus tolérantes ;
- Une perte de stabilité du sol, due à une sécrétion réduite de polysaccharides ;
- Une baisse de la fixation du carbone et de l'azote ;
- Une capacité moindre à capter la poussière et la matière organique ;
- Une production réduite de chélateurs et de facteurs de croissance ;
- Une diminution de l'absorption des nutriments ;
- Une réduction de la diversité et du nombre d'organismes du réseau trophique ;
- Une altération de l'influence des croûtes sur les régimes hydrologiques locaux et sur l'établissement des plantes vasculaires (Belnap, 2003).

1. Définition et historique

Les cyanobactéries, aussi appelées algues bleu-vert, sont des organismes procaryotes unicellulaires ou filamenteux capables de réaliser la photosynthèse. Certaines espèces possèdent la capacité de fixer l'azote atmosphérique, ce qui leur confère une importance biologique considérable (Carrand & Whitton, 1982). De plus, certaines cyanobactéries peuvent survivre à la dessiccation, supporter des températures extrêmes, et se développer dans des milieux très salins ou très alcalins (Flaibani et al., 1989).

On les retrouve dans une grande diversité d'environnements terrestres. Leur présence est cosmopolite aussi bien en eau douce qu'en milieu marin. Elles figurent parmi les organismes les plus anciens connus, leur origine remontant à environ 3,5 milliards d'années, au début du Précambrien (Whitton, 1992).

Les cyanobactéries colonisent également les sols et les roches, des zones tropicales aux régions polaires, et des climats tempérés aux déserts extrêmement arides. Dans ces milieux, elles contribuent parfois à la formation de croûtes biologiques ou de tapis microbiens (Bold & Wynne, 1985 ; Mazor et al., 1996).

À l'origine, les cyanobactéries étaient appelées «algues bleu-vert» en raison de leur ressemblance avec les algues simples, tant sur le plan de la forme que de leur diversité écologique. Cependant, avec l'avancée des connaissances scientifiques, des changements importants ont été apportés à leur classification. On a ainsi reconnu leur véritable nature bactérienne, tant au niveau phylogénétique que cellulaire, puisqu'il s'agit en réalité d'organismes procaryotes.

C'est dans ce contexte que le terme « algues bleu-vert » a été progressivement abandonné au profit de « cyanobactéries », une appellation qui reflète mieux leur nature biologique. Ce nouveau nom a été largement adopté par la communauté scientifique à l'échelle mondiale pour désigner ce groupe particulier de micro-organismes phototrophes (Rippka et al., 1979 ; Rippka & Cohen-Bazire, 1983).

2 . Morphologie et diversité cellulaire des cyanobactéries

Les cyanobactéries présentent une remarquable diversité morphologique, allant de formes unicellulaires à des structures multicellulaires filamenteuses ou coloniales. Leur taille cellulaire varie considérablement.

2.1. Les formes unicellulaires et coloniales

Les cyanobactéries unicellulaires sont caractérisées par des cellules de formes diverses (sphériques, ovoïdes ou cylindriques). Ces cellules peuvent s'agréger pour former des colonies de tailles et de formes variées, allant de quelques cellules à plusieurs milliers. Ces agrégats sont maintenus par une matrice muqueuse (mucilage), une substance gélatineuse sécrétée durant la croissance coloniale.

2.2. Les formes filamenteuses et ramifications

Chez les cyanobactéries filamenteuses, les cellules restent interconnectées après la division, formant des chaînes appelées trichomes. Certains taxons peuvent également être enveloppés d'une gaine muqueuse, constituant alors un filament. La fragmentation de ces trichomes ou filaments est un mécanisme courant de reproduction et peut conduire à la formation de pseudobranches (fausses branches), observées dans la plupart des ordres de cyanobactéries.

2.3. Les cellules spécialisées des cyanobactéries filamenteuses

Au-delà des cellules végétatives, qui assurent la photosynthèse et la croissance, les cyanobactéries filamenteuses sont capables de différencier trois types cellulaires spécialisés (**Figure 09**), chacun ayant une fonction cruciale :

- **Hormogonies** : Ce sont des fragments de trichomes, généralement plus courts et mobiles, qui servent à la dispersion et à la colonisation de nouveaux environnements. Le rôle majeur des hormogonies est dans la relocalisation et la colonisation symbiotique des hôtes (Meeks et al., 2002 ; Uyeda et al., 2016, , Adams et al., 2008). Il a été rapporté

que la formation d'hormogonies pouvait être induite par l'échange de métabolites (Meeks et al., 2002).

- **Les hétérocystes** sont de grandes cellules rondes dotées d'une enveloppe cellulaire plus épaisse que les cellules végétatives. Présentes chez de nombreuses cyanobactéries multicellulaires telles qu *Anabaena* et *Nostoc*, elles sont spécialisées dans la fixation de l'azote (Meeks et al., 2002, Kumart et al., 2010).
- **Les akinètes** sont des cellules sporulées pérennes qui peuvent se former dans des conditions de croissance défavorables telles que le froid ou la sécheresse (Kumar et al., 2010). Comme les hétérocystes, les akinètes possèdent une paroi cellulaire épaisse. L'hypothèse a été émise que les akinètes sont les précurseurs évolutifs des hétérocystes

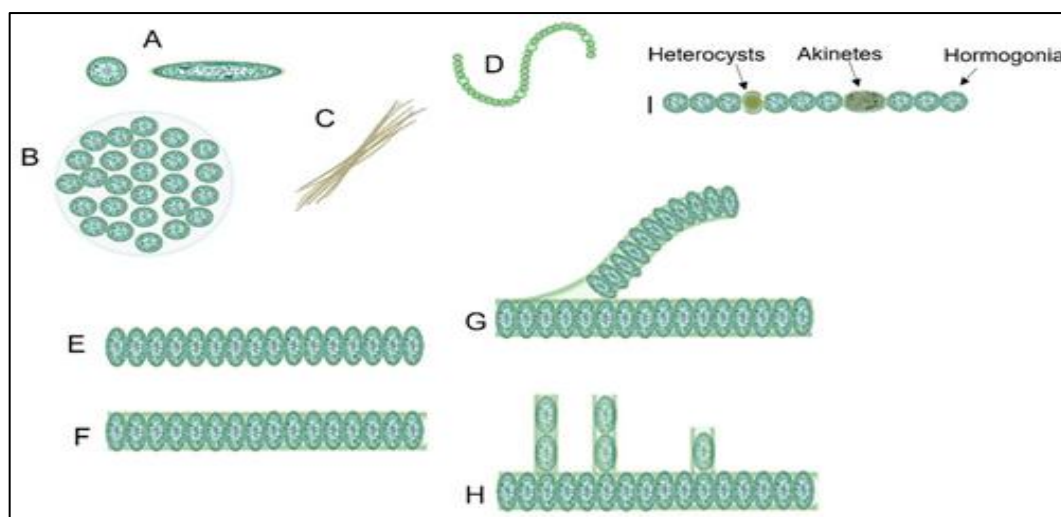


Figure 08. Différentes formes de cyanobactéries : (A) unicellulaires sphériques et ovoïdes, (B) coloniales, (C) filamenteuses, (D) spiralées, (E) trichomes non gainés, (F) trichomes gainés, (G) fausses ramifications, (H) vraies ramifications, (I) différents types cellulaires chez les cyanobactéries filamenteuses. La majeure partie de cette image a été créée avec BioRender (<https://www.mdpi.com/2076-2607/10/4/696/htm.2009>)

3. Évolution de la taxonomie des cyanobactéries

À la fin du XXe siècle, leur nature procaryotique a été reconnue. Cela a créé une confusion : devaient-elles suivre le code de nomenclature botanique (ICBN) ou bactériologique (ICNP)? Pendant des décennies, les deux codes ont été utilisés, ICBN étant plus courant et acceptant les

taxons de IICNP. Récemment, IICNP a été révisé (**Oren et al., 2021**) pour reconnaître réciproquement les taxons décrits par les deux codes, mettant fin à cette longue confusion taxonomique (Tableau 02).

Tableau 02 : Classification morphologique des cyanobactéries

Section	Caractéristiques Principales
I : Chroococcales	Microorganismes unicellulaires qui se divisent uniquement par fission binaire
II : Pleurocapsales	Microorganismes unicellulaires qui se divisent par de multiples fissions (en un ou plusieurs plans). Elles peuvent être solitaires ou former des colonies et sont capables de produire des baéocytes (petites cellules dispersables) après division.
III : Oscillatoriales	Cyanobactéries filamenteuses multicellulaires dont les cellules végétatives sont disposées en filaments, avec un plan de division perpendiculaire à l'axe de croissance.
IV : Nostocales	Cyanobactéries filamenteuses multicellulaires caractérisées par la présence d'hétérocystes pour la fixation de l'azote. Elles peuvent également former des akinètes, des cellules résistantes au stress environnemental. Le genre Nostoc est un exemple notable, bien qu'il soit très diversifié (polyphylétique).
V : Stigonematales	Partagent les caractéristiques des Nostocales (hétérocystes, akinètes), mais s'en distinguent par leur capacité à se diviser selon plusieurs plans, ce qui conduit à la formation de véritables trichomes ramifiés

La classification traditionnelle des cyanobactéries, basée sur la morphologie, s'est avérée insuffisante. Cette approche ne reflétait pas la véritable phylogénie et regroupait des espèces aux caractéristiques physiologiques, écologiques et génétiques très différentes (**Shih et al., 2013 ; Demoulin et al., 2019**). L'avènement de la microscopie électronique et, surtout, des méthodes de biologie moléculaire a radicalement transformé la taxonomie des cyanobactéries. L'analyse du

gène de l'ARNr 16S est devenue un outil clé pour reconstruire les relations évolutives, permettant de définir des groupes monophylétiques et de revoir les rangs taxonomiques supérieurs, menant à la description de nombreux nouveaux taxons (**Komárek et al., 2014 ; Lefler et al., 2023**).

En 2014, Komárek et son équipe ont proposé une classification révisée comportant huit ordres : Nostocales, Chroococciopsicales, Spirulinales, Pleurocapsales, Chroococcales, Oscillatoriales, Synechococcales, et Gloeobacterales (**Komárek et al., 2014**). Plus récemment, des analyses phylogénomiques approfondies de l'ARNr 16S par (**Strunecký et al., 2023**) ont permis de résoudre la polyphylie de certains rangs, proposant dix nouveaux ordres et quinze nouvelles familles pour garantir une classification monophylétique à tous les niveaux.

4 . Adaptation des cyanobactéries aux conditions extrêmes

4.1. Aux températures extrêmes

La température est un défi majeur pour les cyanobactéries, impactant leur physiologie et leurs membranes. Elles sont classées selon leur tolérance thermique (psychrophiles, mésophiles, thermophiles). En cas de froid, elles modifient la fluidité de leurs membranes en dénaturant les acides gras et activent des gènes spécifiques, produisant parfois des protéines antigel.

Face à la chaleur, la fluidité membranaire augmente, et les protéines risquent la dénaturation. Les cyanobactéries répondent en produisant des protéines de choc thermique (HSPs) qui aident au repliement et à la protection des protéines endommagées. Ces mécanismes complexes permettent aux cyanobactéries de survivre et prospérer dans une large gamme de températures.

4.2. A la variation de pH

Le pH est un facteur environnemental crucial qui affecte la croissance, la physiologie et le métabolisme des cyanobactéries, notamment la biodisponibilité des nutriments et le transport transmembranaire. Les cyanobactéries maintiennent un pH interne stable (7,1 à 7,5), même si le pH externe peut varier considérablement (5 à 10). Une baisse du pH extracellulaire réduit le pH intracellulaire, ce qui peut perturber des processus vitaux comme la biosynthèse de la paroi

cellulaire et l'absorption de solutés, limitant ainsi la croissance (**Giraldez-Ruiz, Mateo et al., 1997**).

Des enzymes comme l'anhydrase carbonique et l'oxalate décarboxylase jouent un rôle essentiel dans la régulation du pH. De plus, les protéines de liaison à l'ATP (ATP-binding proteins) voient leur régulation positivement affectée, indiquant que le mécanisme d'absorption du phosphate est particulièrement sensible à un pH ambiant plus élevé.

A la salinité et au stress osmotique

La tolérance élevée à la salinité confère aux cyanobactéries un avantage écologique leur permettant de proliférer dans des environnements extrêmes tels que les lagons hypersalés et les lacs salés (**Bauld, 1981 ; Borowitzka, 1986 ; Stal, 1995**). Toutefois, plusieurs espèces montrent une croissance optimale à des concentrations en sel inférieures à celles typiquement présentes dans ces habitats, suggérant une large plasticité physiologique face aux variations de salinité (**Garcia-Pichel et al., 1998**).

Certaines cyanobactéries sont capables de croître dans des milieux très dilués, comme les flaques issues de la pluie ou de la fonte des neiges, caractérisés par de très faibles concentrations en solutés inorganiques. À l'inverse, d'autres formes halotolérantes prospèrent dans des environnements extrêmes, tels que les saumures saturées en chlorure de sodium (NaCl) (**Garcia-Pichel, 2009**).

4.4. Aux rayonnements ultraviolets (U.V.R.)

L'exposition au rayonnement ultraviolet (UVR) a un impact significatif sur la morphologie et la physiologie des cyanobactéries (**Toro et al., 2017, Häder al.,2007**) Pour minimiser ces effets néfastes, les cyanobactéries adoptent des stratégies de survie. Elles peuvent migrer vers des zones où le flux d'UV-B est plus faible, cherchant ainsi un équilibre optimal pour une photosynthèse efficace sans blanchiment excessif de leurs pigments, en ajustant leur position dans les tapis terrestres ou la colonne d'eau (**Donker et Häder,1991**).

En réponse au stress causé par les UV-B et aux dommages photo-oxydatifs générés par les espèces réactives de l'oxygène (ROS), les cyanobactéries synthétisent des métabolites protecteurs. Parmi eux, les acides aminés de type mycosporine (MAAs) et la scytonémine sont cruciaux. Ces composés agissent en piégeant les ROS et en aidant à la réparation de l'ADN endommagé par les UV [86], démontrant ainsi leur remarquable capacité de survie face à ces rayonnements.

4.5.À la dessiccation

La dessiccation (sécheresse) est un stress courant, particulièrement dans les écosystèmes terrestres et hydro-terrestres polaires (**Hejduková et al., 2020**). Les cyanobactéries sont des organismes poïkilohydriques, ce qui signifie qu'elles peuvent survivre à une déshydratation extrême (**Alpert, 2005**).

Leur capacité de survie à la dessiccation est exceptionnelle, comme en témoignent des études où des échantillons de *Nostoc* commune séchés sont restés viables après 55 ans (**Shirkey McMaster, et al 2003**), 87 ans, et même plus d'un siècle (**Cameron, 1962**).

Face à ce stress, les cyanobactéries mettent en œuvre diverses stratégies pour réduire les contraintes mécaniques et osmotiques, de manière similaire à leurs réponses au stress salin et au gel (**Scheibe et Beck, 2011**). La dessiccation affecte progressivement plusieurs processus physiologiques : d'abord la fixation de l'azote s'arrête, puis la photosynthèse ralentit, et enfin la respiration diminue. Cependant, tous ces processus peuvent être restaurés après réhydratation.

La capacité des cyanobactéries à fonctionner sous un faible potentiel hydrique démontre leur remarquable tolérance à la dessiccation. Certaines espèces, comme *Chroococcus cryptoendolithic* et *Chroococcidiopsis*, sont même capables de fixer le dioxyde de carbone à des potentiels hydriques très bas.

5. Métabolisme des cyanobactéries

Les cyanobactéries sont des organismes photoautotrophes par excellence, dont le métabolisme est principalement orienté vers les réactions anaboliques. Elles transforment l'énergie lumineuse

en énergie chimique utilisable et réduisent le dioxyde de carbone (CO_2) en matière organique. Dans ce processus, l'eau H_2O agit comme donneur d'électrons, ce qui entraîne la libération d'oxygène moléculaire. Ce type de métabolisme, appelé photosynthèse oxygénée, est propre aux organismes vivant dans des environnements lumineux, notamment les cyanobactéries ainsi que les plastes des algues et des plantes (**Garcia-Pichel, 2009**).

Ce qui distingue les cyanobactéries de tous les autres procaryotes, c'est la présence de deux photosystèmes, leur permettant d'utiliser l'eau comme photoréducteur, ce qui conduit à la production d'oxygène. La chlorophylle « a » est le pigment principal situé au centre réactionnel de la photosynthèse. Elle joue également un rôle essentiel dans la capture de la lumière chez toutes les cyanobactéries, tout comme dans les chloroplastes des algues et des plantes eucaryotes (**Castenholz, 2015**).

Les cyanobactéries ont besoin de trois éléments chimiques essentiels à leur métabolisme : le carbone, l'azote et le phosphore. En ce qui concerne le carbone, elles peuvent adopter différents modes de nutrition selon la source disponible, ce qui permet de distinguer trois types de métabolismes :

- **Photoautotrophie** : les cyanobactéries utilisent le carbone inorganique (comme le CO_2) dans la photosynthèse oxygénée.
- **Photohétérotrophie** : elles exploitent des composés organiques carbonés comme source d'énergie et parfois aussi de carbone.
- **Chémohétérotrophie** : elles sont capables de se développer dans l'obscurité, en utilisant des composés organiques à la fois comme source de carbone et d'énergie (**Smith, 1982**).

Par ailleurs, certaines cyanobactéries peuvent utiliser soit l'eau (H_2O), soit le sulfure d'hydrogène (H_2S) comme source d'électrons, ce qui leur permet de se développer par photosynthèse aussi bien en milieu aérobie qu'anaérobie (Tandeau de Marsac et Houmard, 1993).

Parmi les nutriments inorganiques essentiels, l'azote occupe une place centrale puisqu'il représente environ 10 % du poids sec des cellules de cyanobactéries. Le nitrate (NO_3^-) et

l'ammonium (NH_4^+) sont les principales sources d'azote pour la majorité des espèces, mais certaines souches peuvent également utiliser l'urée ou d'autres composés azotés organiques.

Les cyanobactéries peuvent fixer l'azote grâce à l'enzyme nitrogénase, mais cette dernière est inactivée par l'oxygène, ce qui rend la fixation de l'azote incompatible avec la photosynthèse oxygénée (**Kumar et al., 2010**).

Pour le phosphore, elles utilisent principalement l'orthophosphate, qu'elles absorbent via différents systèmes de transport, puis le stockent sous forme de polyphosphate. Elles peuvent aussi libérer et utiliser le phosphate à partir de composés organiques grâce à des enzymes spécifiques appelées phosphatases (**Healey, 1982 ; Garcia-Pichel, 2009 ; Grossman et al., 1994 ; Whitton et al., 2005**).

6. Importance des cyanobactéries dans la croûte biologique

Les cyanobactéries, des micro-organismes anciens et résilients, sont des acteurs écologiques fondamentaux dans les écosystèmes désertiques, pourtant rudes (forte salinité, températures extrêmes, sécheresse, sols pauvres). Elles y sont des producteurs primaires essentiels, contribuant à 30-50% de la production totale et au maintien de la santé des écosystèmes.

Leur capacité à réaliser la photosynthèse oxygénée génère de la matière organique (augmentant le carbone du sol de 5-10%) et, surtout, elles fixent l'azote atmosphérique (5-25 kg/ha/an), un nutriment vital rare en milieu aride.

Les activités métaboliques des cyanobactéries et leurs interactions avec d'autres micro-organismes sont cruciales pour le cycle des nutriments et la décomposition de la matière organique, favorisant la biodiversité du désert. Elles agissent comme des "**ingénieurs des écosystèmes**" en soutenant la croissance des plantes vasculaires et la biodiversité générale.

6.1. Importance des EPS produits par les cyanobactéries dans la survie en milieu aride et leur rôle fonctionnel dans les croûtes biologiques :

Les substances polymériques extracellulaires (EPS), sécrétées notamment par les cyanobactéries pionnières telles que *Microcoleus vaginatus*, jouent un rôle crucial dans la

formation, la stabilité et la résilience des croûtes biologiques en zones arides (**Mazor et al., 1996 ; Kidron, 2021**).

Ces matrices polysaccharidiques améliorent la cohésion mécanique du sol en agglomérant les particules, formant ainsi un réseau rigide qui réduit l'érosion éolienne et hydrique dans des écosystèmes désertiques (**De Philippis & Col., 2018 ; Kidron, 2021**). Les EPS retiennent également l'eau jusqu'à des teneurs très basses (20 % d'humidité) sans que le potentiel matriciel ne baisse, retardant ainsi la dessiccation du sol et prolongeant les phases d'activité biologique après la pluie (**Adessi et al., 2018**).

➤ **Fonction et composition des exopolysaccharides produits par les cyanobactéries**

Les EPS sont des polymères extracellulaires de haut poids moléculaire, principalement glucides, mais aussi protéines, lipides, acides nucléiques et substances humiques, essentiels à la formation des biofilms chez les micro-organismes.

Les EPS des cyanobactéries sont généralement des hétéropolysaccharides anioniques complexes (6–13 sucres différents) avec des uroniques, méthyles, acétyles, pyruvates ou groupes sulfates.

➤ **Composition structurale**

Contiennent des sucres neutres (glucose, galactose, mannose, xylose, arabinose, rhamnose), des acides uroniques (galacturonique, glucuronique), des modifications non glucidiques (protéines, lipides, peptides, groupes sulfate/méthyle/pyruvates).

➤ **Fonctions écologiques et physiologiques.**

- **Protection** : contre le dessèchement, rayonnement UV, stress osmotiques, toxines, agents antimicrobiens.
- **Formation et stabilité des biofilms** : assurent adhésion cellulaire, cohésion communautaire, support structurel.
- **Répartition nutriments/minéraux** : piégeage d'ions minéraux/hydratation/mobilisation de métaux/lixiviation d'eau.

6.2. Fixation du carbone

➤ Photosynthèse

Les cyanobactéries possèdent un système photosynthétique similaire à celui des plantes, mais plus primitif. Elles utilisent la lumière comme source d'énergie et l'eau comme source d'électrons. Elles fixent le CO_2 grâce à l'enzyme Rubisco, située dans des structures spécifiques appelées carboxysomes (**Figure 09**). Ces corps protéiques piègent le CO_2 pour augmenter sa concentration autour de la Rubisco et réduire les déchets.

Equation de photosynthèse: $\text{CO}_2 + \text{H}_2\text{O} + \text{lumière} \rightarrow \text{CH}_2\text{O (sucres)} + \text{O}_2$

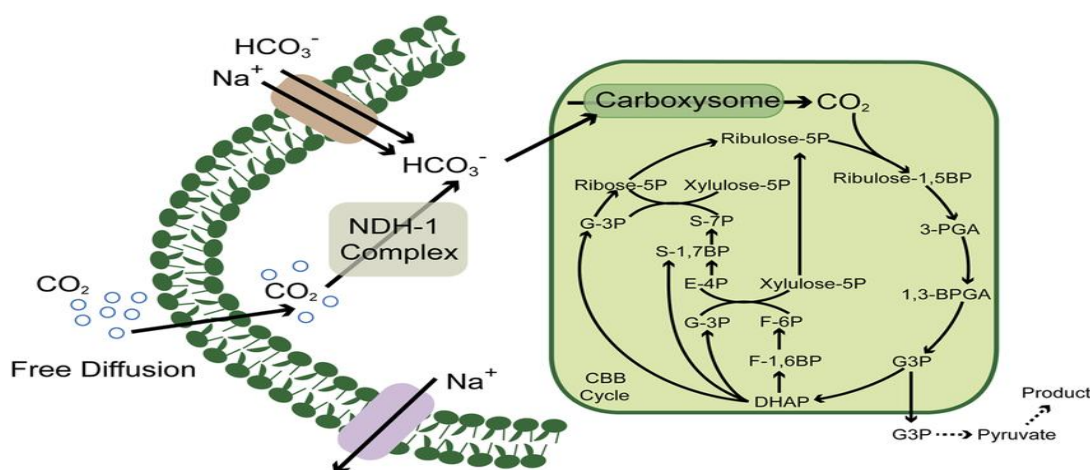


Figure 09 : Schéma sur le mécanisme de fixation de carbone

➤ Mécanismes locaux de concentration du carbone (MCC)

Les cyanobactéries transportent le CO_2 et le HCO_3^- (bicarbonate) dans la cellule. Ce mécanisme est particulièrement important dans les régions désertiques où les concentrations de CO_2 sont faibles et l'eau limitée (**Figure 09**). Les cyanobactéries des croûtes biologiques désertiques fixent le CO_2 atmosphérique par photosynthèse, produisant de la matière organique qui soutient les écosystèmes désertiques naissants. Elles jouent aussi un rôle clé dans la stabilisation des sols et la lutte contre la désertification.

➤ Activité photosynthétique des cyanobactéries et pigments impliqués (chlorophylle, phycobiliprotéines)

▪ Activité photosynthétique des cyanobactéries

Les cyanobactéries possèdent des membranes thylakoïdiennes internes qui abritent les complexes de la photosynthèse, y compris les centres réactionnels et les systèmes de capture de la lumière. Le principal pigment est la chlorophylle a, qui absorbe la lumière autour de 430 nm et 660 nm, indispensable pour la production d'électrons.

Certaines espèces (comme *Chroococcidiopsis*) produisent également de la chlorophylle d et de la chlorophylle f, qui absorbent à des longueurs d'onde plus élevées (~705 nm), ce qui leur permet de photosynthétiser sous faible intensité lumineuse.

- **les phycobiliprotéines comme antennes collectrices (phycobilisomes)**

Les phycobilisomes sont des structures protéiques fixées sur la membrane des thylakoïdes. Elles permettent la capture complémentaire de la lumière entre 450 et 650 nm. Elles sont composées de : Phycocyanine (PC), Allophycocyanine (APC), Phycoérythrine (PE)

Ces protéines sont liées à des pigments appelés phycobilines, responsables de l'absorption dans le spectre visible non absorbé par la chlorophylle (**Figure10**). Les phycobiliprotéines permettent un transfert d'énergie extrêmement efficace (jusqu'à 95–98 %) vers les centres réactionnels.

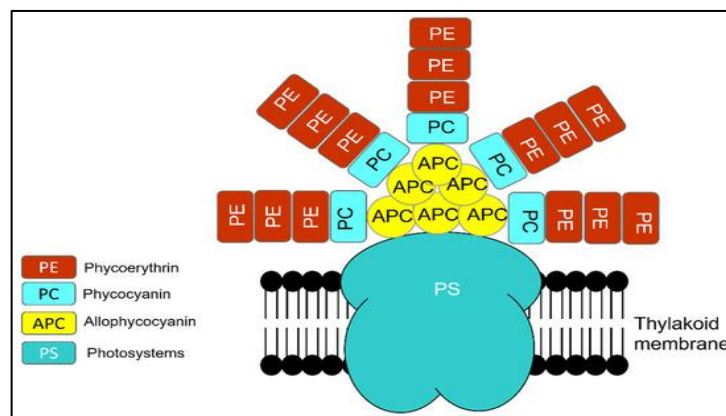


Figure 10 : La structure du phycobilisome (PBS) est une combinaison du photosystème (PS), centre de réaction photosynthétique qui contient de la chlorophylle-a et du PC (phycocyanine, Amax 620 nm), du PE (phycoérythrine, Amax 560 nm) et de l'APC (allophycocyanine, Amax 650 nm).

6.3. Fixation de l'azote

➤ Mécanismes de fixation de l'azote

Les cyanobactéries convertissent l'azote gazeux atmosphérique (N_2) en ammoniac (NH_3) grâce à l'enzyme nitrogénase, un complexe protéique composé de deux sous-unités principales : NifH (ferreux) et NifDK (ferreux-molybdène) (Chen et al., 2022) (**figure 11**). Ce processus nécessite une quantité importante d'énergie, consommant 16 molécules d'ATP pour chaque molécule de N_2 fixée, en plus des électrons fournis par la ferrédoxine ou la flavodoxine (Khahat, 2021).

➤ Pour la séparation spatiale et temporelle de l'oxygène

a. Cellules spécialisées (hétérocystes)

Certaines cyanobactéries filamenteuses, comme *Anabaena* et *Nostoc*, développent des cellules spécialisées appelées hétérocystes. Ces cellules possèdent une paroi épaisse qui empêche l'oxygène de pénétrer et sont dépourvues d'activité PSII, ce qui empêche la production d'oxygène nocif par la nitrogénase (Adams & Duggan, 2012).

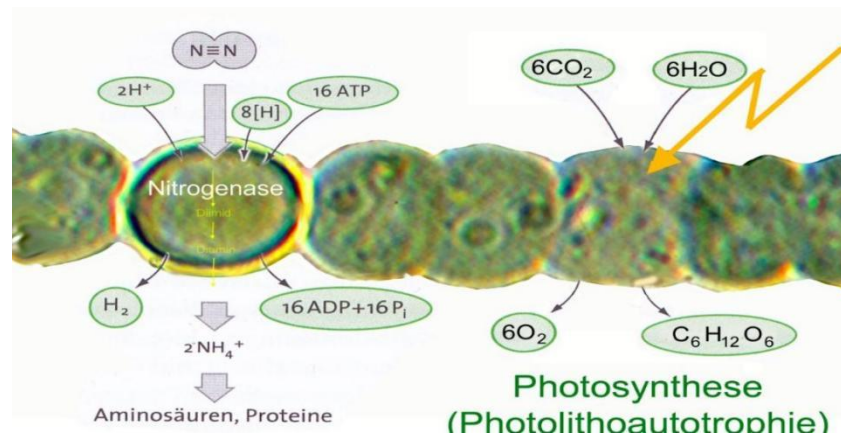


Figure 11 : Fixation de l'azote chez les cyanobactéries (Hétérocystes)

b. Séparation temporelle

Les espèces qui ne produisent pas d'hétérocystes, comme *Trichodesmium*, fixent l'azote pendant la journée, par un mécanisme tel que la réaction de Mehler, qui réduit temporairement la concentration en oxygène, ou ne le fixent que la nuit (Stewart, 2020).

➤ **Cyanobactéries dans les croûtes biologiques (CSB)**

Les cyanobactéries jouent un rôle important dans la fixation de l'azote dans les croûtes biologiques du sol, en particulier dans les régions arides et semi-arides. Parmi les espèces clés, on trouve *Scytonema* et *Nostoc*, qui constituent le cœur de la communauté fixatrice d'azote de ces croûtes (**Garcia-Pontaza et Lu, 2023**).

Partie II

Matériel Et Méthodes

La méthodologie utilisée dans cette partie de notre étude s'appuie sur une double approche : d'une part, l'exposé du contexte écologique des sites étudiés, d'autre part, la description de la démarche méthodologique employée.

Chapitre I. Présentation du contexte écologique des régions d'étude

Ce chapitre repose sur l'analyse du milieu physique, envisagé comme un « biotope » hébergeant les cyanobactéries présentes dans les croûtes biologiques des régions ciblées par l'étude.

1. Situation géographique

L'étude a été réalisée dans trois régions géographiques différentes, illustrant les conditions arides et semi-arides caractéristiques de l'Algérie, à savoir El M'ghair, Beni Abbas (autant que milieu aride) et Djalfa (autant que milieu semi-aride).

1.1. Région d' Meghaïer

La wilaya d'El Meghair, érigée en wilaya déléguée en 2015 puis promue wilaya à part entière en 2019, est située dans le sud-est de l'Algérie (**Figure12**). Elle s'étend sur une superficie d'environ 13130 km², à une altitude moyenne de 50 à 100 mètres au-dessus du niveau de la mer. Ses coordonnées géographiques sont approximativement comprises entre 33° et 34° de latitude nord, et 5° à 6° de longitude est. Elle appartient à la région des Ziban sahariens, connue pour ses palmeraies et son climat aride.

Limites administratives

- **Au Nord** par la wilaya de Biskra
- **A l'Est** par la wilaya de Touggourt,
- **A l'Ouest** par la wilaya de Djelfa.
- **Au Sud** par la wilaya de El Oued

1.2. Région de Béni Abbés

La région de Béni Abbés est située dans le sud-ouest de l'Algérie (**Figure 12**), au cœur du Sahara septentrional. Elle fait partie de la wilaya de Béni Abbés, créée en 2019 dans le cadre du nouveau découpage administratif. Elle est localisée entre 29° et 31° de latitude nord, et 1° à 3° de longitude ouest.

Limites administratives de la wilaya de Bné Abbes sont :

- **Au Nord** par la wilaya de Béchar.

- **A l'Est** par la wilaya de Timimoune
- **A l'Ouest** par la wilaya de Tindouf
- **Au Sud** par la wilaya d'Adrar

La région s'étend sur une large bande désertique le long de la vallée de l'Oued Saoura, qui constitue un axe vital pour les établissements humains et les activités agricoles oasiennes. La commune de Béni Abbés, également appelée la « perle de la Saoura », se trouve à environ 250 km au sud de Béchar et à plus de 1 000 km d'Alger, la capitale.

1.3. Région de Djelfa

La wilaya de Djelfa est située au centre de l'Algérie, dans la zone de transition entre les Hautes Plaines steppiques du nord et le Sahara au sud (**Figure 12**). Elle occupe une position stratégique à mi-chemin entre le nord fertile du pays et les régions sahariennes. Ses coordonnées géographiques sont approximativement comprises entre 33° et 35° de latitude nord, et 2° à 4° de longitude est.

Limites administratives de la wilaya de Djelfa sont :

- **Au Nord par** la wilaya de Médéa.
- **A l'Est par** wilayas de M'Sila et Biskra.
- **A l'Ouest par** la wilaya de Tiaret et El Bayadh.
- **Au Sud par** la wilaya de Laghouat et El Meghair.

La wilaya de Djelfa couvre une superficie d'environ 66 415 km², ce qui en fait l'une des plus vastes du pays. Le relief est caractérisé par des plateaux steppiques, des massifs montagneux (notamment ceux de l'Atlas tellien et saharien), et de larges zones pastorales. Le climat de la région est de type semi-aride à aride.

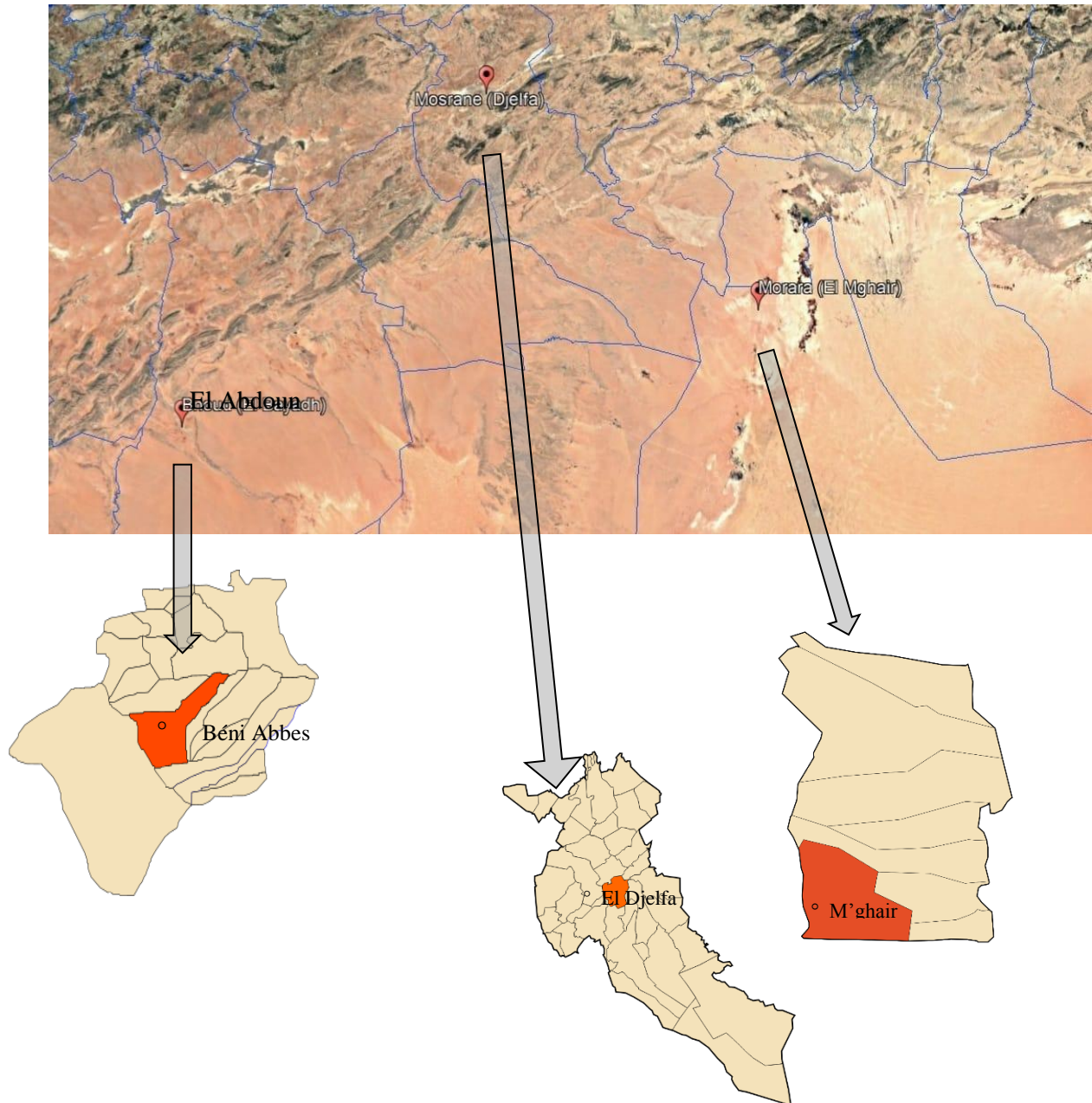


Figure12 : Localisation géographique des régions d'étude
(google Erthe 2025)

2. Données climatiques des régions d'étude

Les régions de Djelfa, Béni Abbés et El M'ghair présentent des caractéristiques climatiques diverses qui reflètent la diversité géographique du climat algérien. Djelfa, située dans la région des Hauts Plateaux, bénéficie d'un climat semi-aride (classification de Köppen BSk), caractérisé par des hivers froids avec une température moyenne d'environ 5 °C en janvier et des étés relativement doux, atteignant 27 °C en juillet. Les précipitations sont généralement faibles, comprises entre 275 et 347 mm par an, principalement au printemps et en automne, avec des chutes de neige possibles en hiver.

La région de Béni Abbés, située au sud-ouest de la région saharienne, bénéficie d'un climat désertique chaud (**BWh**), avec des températures dépassant 42 °C en été, tandis que les températures hivernales restent relativement douces, descendant rarement en dessous de 5 °C la nuit. Les précipitations sont quasi inexistantes, tombant souvent en dessous de 30 mm par an, ce qui en fait l'une des régions les plus sèches du pays.

La province d'El Meghair, récemment promue, partage des caractéristiques climatiques avec Béni Abbés. Elle est également située en zone désertique et se caractérise par des étés extrêmement chauds, avec des températures élevées et une humidité très faible tout au long de l'année. Les précipitations sont rares, ne dépassant souvent pas 50 mm par an, tandis que les vents chauds du sud contribuent à l'aggravation de la sécheresse.

Ainsi, ces trois régions présentent un net gradient climatique, allant du climat semi-aride des hauts plateaux au climat désertique chaud du sud, ce qui a des répercussions importantes sur les écosystèmes locaux, l'agriculture et les systèmes sociaux.

3. Pédologie

La pédologie des sols en Algérie présente des différences notables entre les régions arides et les Hauts Plateaux, qui s'expliquent principalement par les variations climatiques, géologiques et hydrologiques. Dans les régions arides, qui couvrent environ 95 % du territoire algérien avec une prédominance d'un climat hyperaride, les sols sont généralement peu évolués, à texture

sableuse ou limono-sableuse, avec une faible teneur en matière organique et une forte alcalinité (pH alcalin) (**Halitim,1988 ; Halilat,1993**).

Ces sols sont souvent marqués par des processus pédogénétiques spécifiques tels que la salinisation, la gypsification, la sodisation et la carbonatation (Hamdi Aïssa Beilhadj Hamdi-Aïssa & Girard, 2000). La salinité est un facteur limitant majeur, notamment dans les sebkhas et zones endoréiques où s'accumulent des sels solubles (gypse, chlorures), ce qui réduit fortement la fertilité.

La faible couverture végétale dans ces zones facilite l'observation directe des sols, qui se caractérisent par une présence fréquente de croûtes salines ou minérales, une texture dominée par les sables fins d'origine éolienne, et une faible évolution pédologique due à la sécheresse persistante et à l'érosion. Ces sols sont souvent superficiels, avec une faible épaisseur utile, et présentent des contraintes physiques et chimiques importantes, notamment une charge caillouteuse variable et des risques de chlorose liés à la présence de calcaire actif.

En revanche, les sols des Hauts plateaux, situés dans une zone semi-aride à aride frais avec une pluviométrie modérée (100 à 300 mm/an), montrent une évolution pédologique plus avancée. Ces sols sont souvent calcimorphes, issus de la décomposition de calcaires, et comprennent des rendzines et sols bruns calcaires avec une meilleure structure et une capacité de rétention d'eau supérieure. La présence de croûtes calcaires est fréquente, mais la salinité y est généralement moins contraignante qu'en zone aride stricte (**Ferhat, 2017**).

Ces sols, bien que fragiles et sensibles à la dégradation par surpâturage ou érosion, supportent mieux les activités pastorales et agricoles traditionnelles, notamment dans les zones alluviales et piémontaines où les sols sont plus profonds et plus fertiles (**Koussa et Bouziane, 2018**).

Ainsi, la principale différence réside dans le degré d'évolution pédologique et les contraintes physico-chimiques : les sols des régions arides sont majoritairement peu évolués, salins et pauvres en matière organique, tandis que ceux des Hauts Plateaux présentent une plus grande diversité pédologique, une meilleure structure et une fertilité relative plus élevée, malgré leur fragilité. Cette distinction est essentielle pour expliquer la variabilité de la biodiversité entre les sites d'études. L'approche expérimentale adoptée pour la présente étude est illustrée dans la (**Figure 13**).

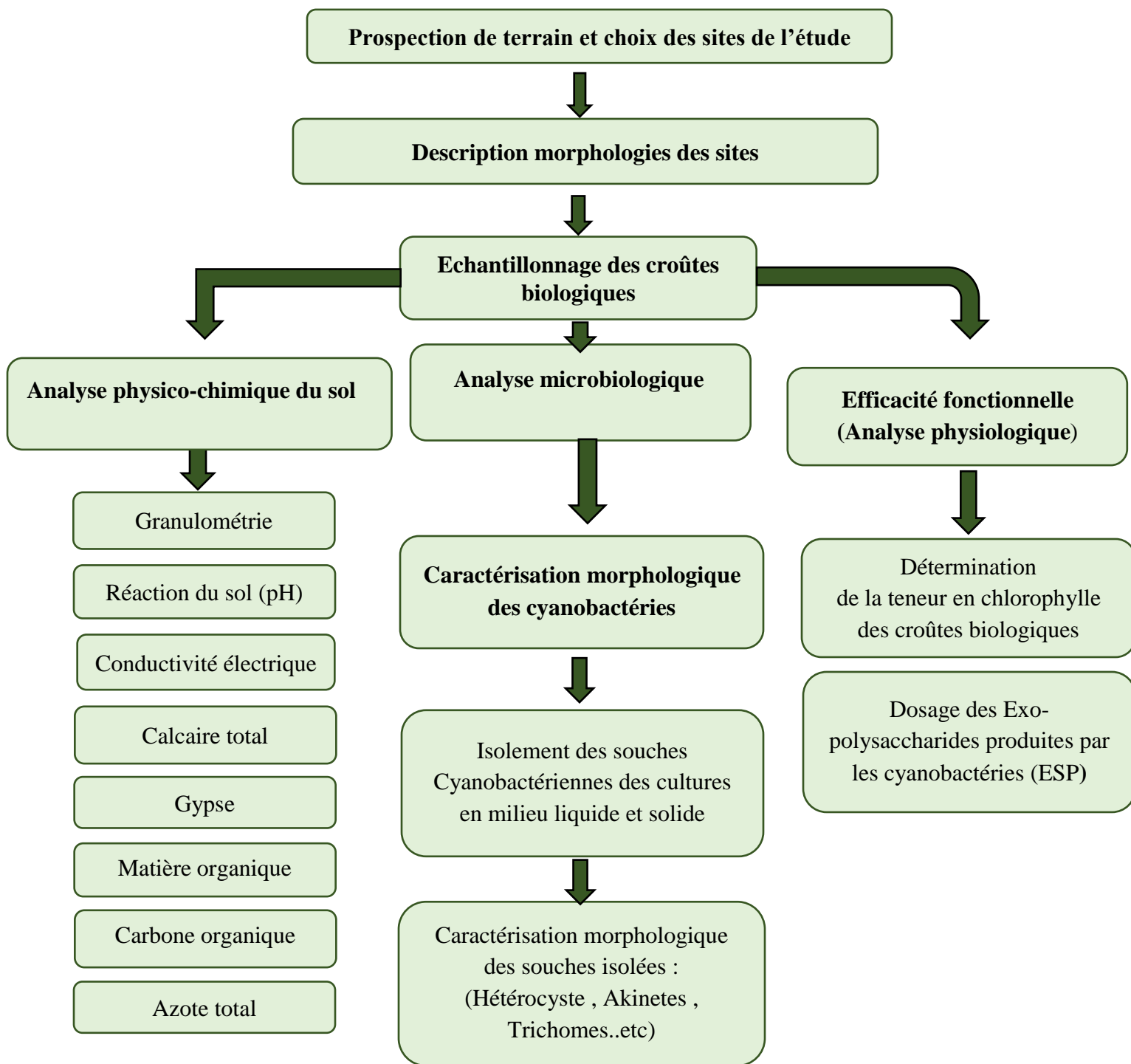


Figure 13 : Méthodologie de travail

1. Choix des sites d'études

Notre étude, axée sur la caractérisation morphologique et l'évaluation de l'efficacité fonctionnelle des cyanobactéries, a impliqué la sélection de trois sites d'étude situés en milieux arides et semi-arides. L'analyse des cyanobactéries isolées des croûtes biologiques de ces environnements distincts est cruciale. Elle permet en effet de mieux appréhender leur diversité morphologique, leurs capacités d'adaptation et leur rôle écologique face à des conditions environnementales diverses.

En effet, les milieux arides et semi-arides se distinguent par des contraintes pédoclimatiques et climatiques spécifiques, notamment en termes de précipitations, de température, d'humidité, mais aussi par la qualité du sol. Ces facteurs influencent fortement la composition et le fonctionnement des communautés microbiennes. Ainsi, cette approche comparative est cruciale pour évaluer l'impact des variations climatiques sur la morphologie de ces microorganismes clés et pour envisager des stratégies de gestion durable adaptées aux milieux arides et semi-arides.

Les stations d'études retenues sont :

- Site de M'rara (à El Mghair)
- Site d'El Abdoun (à Béni Abbés)
- Site d'El Messrane (à El Djelfa)

La situation géographique des trois sites d'étude est illustrée dans la (Figure 14) suivante.

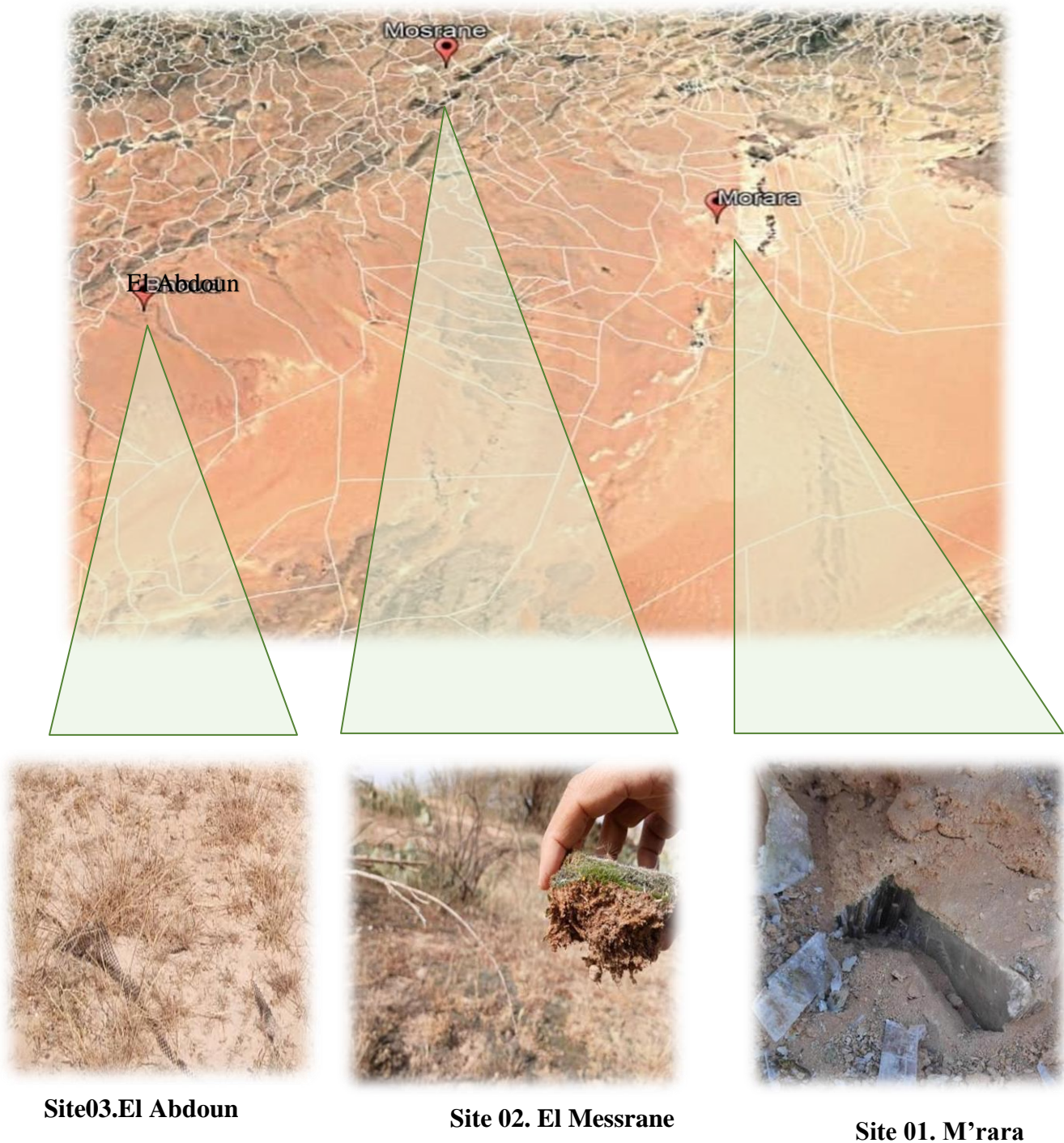


Figure 14 : Localisation des stations d'étude

2. Description des sites d'étude

2.1. Site 01 : M'rara (région d'El M'ghair)

Descripteurs : Hamdi Aissa Bealhaj, Djili Brahim, Benzaid Feryel, Souigat Halla

Date de Description : 27/01/2025

Temps : Ensoleillé

Coordonnées :

- **Longitude :** 5, 57325 E
- **Latitude :** 33, 23864 N



Photo 01:Etat de surface du site

01(M'rara)

Végétation dominante : *Zygophyllum album*, *Cornulaca monacantha*

Géomorphologie et état de surface du sol

Le site M'rara est implanté sur un terrain en pente de 20 %, orienté vers le nord-est. Le sol présente un profil caractérisé par des horizons pétrogypsiques à forte teneur en gypse (hypergypsiques), où le gypse se manifeste sous forme de gros cristaux bien développés, atteignant parfois plusieurs décimètres de diamètre. Ces cristaux ne réagissent pas avec l'acide chlorhydrique (HCl), bien que le matériau pédologique environnant montre une effervescence modérée au contact de ce dernier. Par ailleurs, on observe une interstratification de ces cristaux avec des couches verdâtres d'algues, s'étendant à plus de 20 cm de profondeur, témoignant de la présence de croûtes biologiques endolithiques et épilithiques.

2.2. Site 2 : EL Abdoun (région Béni Abbés)

Descripteurs : Benguiga Zine dine et Medjahed Saddek

Date de Description : 2024

Temps : Ensoleillé

Coordonnées

➤ **Longitude :** 0.221856°

➤ **Latitude :** 32.341482°



Photo 02 : Etat de surface du site 02
(EL Abdoun)

Végétation dominante: Acacias dispersés, *Rita marita* , Ouezouaza (*Santolina rosmarinifolia*), *Artemisia herba-alba*, rtéme (*Retama raetam*).

Géomorphologie et état de surface du sol

La région d' El Abdoun est bordée, au nord, à l'est et à l'ouest, par les vastes dunes de sable du Grand Erg Occidental, tandis qu'au sud s'étend la vallée de la Saoura. Le paysage naturel y est varié, alternant entre hamadas rocheuses, regs caillouteux, ergs sableux et vallées fluviales, avec la présence de buttes ruiniformes et de corniches calcaires témoignant d'un relief accidenté et d'une forte dynamique érosive.

Sur le plan géologique, la région repose sur un substrat complexe datant du Paléozoïque, composé de formations calcaires, gréseuses, schisteuses et argileuses. On y trouve plusieurs massifs montagneux tels que le Djebel Antar, le Djebel Horreit et les monts d'Ougarta, tandis que la partie occidentale est dominée par la Hamada du Guir, un plateau rocheux tabulaire recouvert de formations néogènes et quaternaires. Du point de vue pédologique, les sols sont arides, peu évolués, souvent peu profonds, à texture sableuse ou caillouteuse. Ils sont généralement pauvres en matière organique et présentent des niveaux de salinité variables, en particulier dans les zones proches des sebkhas et des oueds.

2.3. Site 3 : El Mesrane (région de Djelfa)

Descripteurs : Hamdi Aissa Belhadj , Medjahed Saddek

Date de Description : 13 /04/2025

Temps : Ensoleillé

Coordonnées

➤ **Longitude** : 3°, 03, 28.08 E

➤ **Latitude** : 34°, 56, 21.92 N



Photo 03: Etat de surface du site 03
(El Messrane)

Végétation dominante : *Zygophyllum album* , *Aristida pungens* et de *Malcolmia sp*

Géomorphologie et état de surface du sol d'El Messrane

El Mesrane est une zone semi-aride caractérisée par un climat avec une longue période sèche d'environ 8 mois. La région est marquée par la présence d'un grand cordon dunaire s'étendant sur près de 150 km de long et 2 à 5 km de large, orienté du sud-ouest vers le nord. Ce cordon dunaire est composé de massifs dunaires isolés, parfois compacts et difficiles à franchir, avec des dunes relativement basses qui peuvent accueillir une végétation psammophile (adaptée aux sables) ou phréatophile (liée à la nappe phréatique). La topographie générale est peu accidentée, et un relief marqué par des glacis, terrasses alluviales et chenaux d'oueds. La géomorphologie correspond généralement aux dunes et micro-dunes mobiles. La surface du sol est donc dominée par des formations sableuses mobiles ou semi-stabilisées, avec une faible cohésion et une susceptibilité élevée à l'érosion éolienne.

3. Prélèvement des échantillons de bio-croûtes et du sol associé

Dans le cadre de ce travail des sorties de prospection sur le terrain ont été effectuées les 27 janvier et le 13 avril 2025. Lors de ces sorties, des échantillons représentatifs de croûtes biologiques bien développées, ainsi que du sol qui leur est associé, ont été prélevés au niveau de chaque site d'étude. Ainsi, deux types de prélèvements ont été réalisés :

3.1. Prélèvement pourtour la caractérisation physico-chimique du support pédologique

Pour ce type de prélèvement, une aliquote de sol associée aux croûtes biologiques, constituée d'échantillons représentatifs de chaque site, a été prélevée, séchée en laboratoire, tamisée à 2 mm, puis conservée jusqu'au moment de l'analyse.

3.2. Prélèvement pour les analyses microbiologiques

Les échantillons de croûtes biologiques destinés aux analyses microbiologiques ont été collectés selon la méthode décrite par Muñoz-Martín et al. (2019). Au niveau de chaque site, une zone de 25 à 50 m² a été inspectée afin d'identifier des points où les biocroûtes sont bien développées (Belnap et al., 2008). Ensuite, cinq échantillons ont été prélevés par site à l'aide des boîtes de Pétri (90 mm de diamètre et 15 mm de profondeur) stériles, dont le fond a été inséré dans la surface pour prélever une portion circulaire de la biocroûte, incluant environ 1 cm de sol en profondeur, sans perturber la couche supérieure. Les boîtes ont été ensuite placées dans des sacs plastiques hermétiquement fermés et transportés au laboratoire dans une glacière, où elles ont été conservés à environ 4°C dans l'obscurité, jusqu'au moment de l'analyse. Il est à noter que les prélèvements des échantillons des bios croûtes ont été effectués dans des conditions aseptiques pour éviter toute contamination.

4. Méthodes d'analyse

Les analyses physico-chimiques du sol ont été réalisées dans les laboratoires de pédagogie de l'université de Ouargla ainsi qu'au laboratoire de l'École d'enseignement supérieure (ENS) de Ouargla. Quant aux analyses microbiologiques et physiologiques, elles ont

été réalisées au laboratoire du CRAPC (Ouargla), ainsi qu'au laboratoire de recherche Bioressources Sahariennes, Préservation et Valorisation (BRS) de l'université de Ouargla.

4.1. Analyse physico-chimique du Sol

L'analyse physicochimique des sols des trois sites a porté sur la granulométrie, la teneur en calcaire, gypse, matière organique, carbone organique et azote total. Ces analyses ont été effectuées conformément aux méthodes internationales appropriées.

4.1.1. Granulométrie

La granulométrie représente le pourcentage des particules granulométriques du sol. Elle a été déterminée par méthode de tamisage.

4.1.1. Calcaire total

Le taux de calcaire total a été déterminé par la méthode du **calcimètre de Bernard**. Le dosage s'effectue par la mesure du volume de CO₂ dégagé suite à l'action de l'acide chlorhydrique sur une masse connue de l'échantillon. Le volume de CO₂ libéré est directement proportionnel à la quantité de carbonate de calcium présente dans l'échantillon analysé.

Le taux de CaCO₃ a été calculé en pourcentage (%) à l'aide de la formule suivante

$$\text{Taux de CaCO}_3 \text{ en } \% = (P'.v)/(P.V) \times 100$$

Où :

- *P*: Poids de prise d'essai de l'échantillon.
- *P'* : Poids de CaCO₃.
- *V*: Volume de CO₂ dégagé par l'échantillon.
- *v* : Volume de CO₂ dégagé par CaCO₃.

4.1.2. Conductivité électrique (CE)

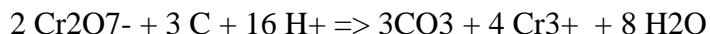
La conductivité électrique permet l'estimation de la teneur globale en sels solubles dans la solution du sol. Elle a été mesurée sur un extrait dilué dont le rapport (terre/eau) est de 1/5 en utilisant un conductimètre (AFNOR, 1999)

4.1.3. Réaction du sol (pH)

Le pH du sol exprime la concentration des ions H^+ libres dans la solution du sol. Il a été mesuré par un pH mètre sur un extrait du rapport (terre/eau) 1/2,5 (AFNOR, 1999).

4.1.4. Dosage du carbone organique et estimation de la matière organique

Le dosage du carbone organique a été effectué par la méthode Walkley et Black, dont le principe repose sur l'oxydation du carbone organique contenu dans le sol par une solution de bichromate de potassium ($K_2Cr_2O_7$) en milieu sulfurique concentré, sans chauffage externe. Le bichromate de potassium oxyde le carbone organique, ce qui réduit le Cr(VI) en Cr(III). Le bichromate doit être en excès, la quantité réduite est en principe proportionnelle à la teneur en carbone organique.



L'excès de bichromate de potassium est titré par une solution de sel de Mohr, en présence de diphénylamine dont la couleur passe du bleu foncé au bleu vert. Le pourcentage de carbone organique a été calculé suivant la formule suivante :

$$C \% = (B-S) \times M \times 100 / g \text{ de sol}$$

Où :

- B = mL de solution de Fe_2^+ utilisée pour titrer le témoin
- S = mL de solution de Fe_2^+ utilisée pour titrer l'échantillon
- 12/4000 = masse milliéquivalente de C en g.
- M = de Fe_2^+ = 0,5 M.

Taux de matière organique (%) est estimé en multipliant le C total % $\times 1,72$

4.1.5. Dosage de l'azote total

Le dosage de l'azote total a été effectué par la méthode de Kjeldhal : L'azote des composés organiques est transformé en azote ammoniacal sous l'action de l'acide sulfurique concentré qui porté à l'ébullition, se comporte comme un oxydant. Les substances organiques sont décomposées : le carbone se dégage sous forme de CO_2 , l'hydrogène donne de l'eau et l'azote est transformé en azote ammoniacal. Ce dernier est fixé immédiatement par l'acide sulfurique sous forme de sulfate d'ammonium. Pour accroître l'action oxydante de l'acide sulfurique, on élève sa température d'ébullition on ajoutant du sulfate de cuivre et du sulfate de potassium comme catalyseur.

Lorsque la matière organique est totalement oxydée, la solution contenant le sulfate d'ammonium est récupérée. Puis on procède au dosage de l'azote ammoniacal par distillation, après l'avoir déplacé de sa combinaison par une solution de soude en excès.

4.1.6. Dosage du gypse

Le dosage du gypse a été effectué la méthode gravimétrique. Le principe est basé sur le dosage des ions SO_4^{2-} libérés après une attaque aux carbonates d'ammonium et précipitation sous forme de chlorure de baryum (Coutinet, 1965).

5. Analyse microbiologique (Caractérisation morphologique des communautés des cyanobactéries isolées des biocroûtes des trois sites d'étude)

5. 1. Préparation de milieu de culture BG11 et BG11₀

Deux milieux de cultures ont été préparés pour l'isolement des cyanobactéries hétérocystées (cyanobactéries fixatrices de l'azote) et non hétérocystées (cyanobactéries non fixatrice d'azote). La composition de ces milieux est présenté dans l'annexe.

5.2.2. Préparation de l'extrait de terre

L'introduction d'un extrait de terre dans les milieux de culture est essentielle pour isoler, cultiver et étudier les micro-organismes du sol dans des conditions proches de leur habitat naturel, ce qui permet d'évaluer leur diversité, leur activité biologique et leur rôle écologique dans le sol.

Pour la réparation de l'extrait de terre, on mélange ensuite à poids égal de terre de jardin avec de l'eau du robinet, à condition qu'elle ne soit pas excessivement chlorée, ou idéalement avec de l'eau de source ou de puits. Ce mélange doit macérer pendant 24 heures à température ambiante, puis être porté à l'autoclave pendant une heure à 130°C. Après décantation, on filtre le mélange à chaud sur papier, vérifie que le pH reste proche de la neutralité, puis on répartit l'extrait dans des récipients fermés par du coton avant de procéder à une stérilisation finale de 20 minutes à 112°C.

5.2.3. Prélèvement de l'inoculum des cyanobactéries à partir des bios-croûtes

Les croûtes biologiques sont prélevées en raclant délicatement la surface du sol avec une spatule stérile, pour récupérer la couche superficielle où se trouvent les cyanobactéries. Cette couche est souvent située dans les premiers millimètres du sol, où les cyanobactéries colonisent le substrat. Puis, on les transfère immédiatement dans des boîtes de pétri stériles. Cette procédure a été entièrement effectuée sous des conditions stériles.

5.2.4. Isolement et ensemencement des cyanobactéries

➤ Isolement et ensemencement des cyanobactéries dans le milieu solide

Pour l'ensemencement des cyanobactéries sur milieu solide a été réalisé conformément à la méthode décrite par Rippka et al. (1979) : un échantillon composite de 0,5 g de biocroûte de chaque site a été légèrement broyé dans un mortier en porcelaine stérile, puis mélangé avec 1 ml de milieu de culture BG11₀ ou un milieu spécifique utilisé pour l'isolement des cyanobactéries, Le mélange a été ensuite centrifugé à 3000 g pendant 30 secondes afin de libérer les cellules cyanobactériennes. Ensuite, deux à trois gouttes du surnageant ont été déposées sur des boîtes de

pétri contenant le milieu BG11₀ et/ou BG11 préalablement solidifiés. L'ensemencement a été réalisé soit par la méthode de balayage, soit par la méthode des stries. Il est important de noter que le milieu de culture était supplémenté avec 0,02 % d'extrait de terre. L'incubation des cultures en milieu solide s'est déroulée dans une chambre de croissance à 28 °C pendant 3 à 4 semaines afin de permettre une croissance optimale des cyanobactéries (**Figure 15**).

➤ **Isolement et ensemencement des cyanobactéries dans le milieu liquide**

Le procédé d'isolement et d'ensemencement des cyanobactéries en milieu liquide (BG11₀ et/ou BG11) a été réalisé dans des conditions similaires à celles décrites précédemment. L'ensemencement des cultures à l'aide de l'inoculum a été réalisé dans des flacons Erlenmeyer, qui ont ensuite été recouverts d'un coton cardé ventilé afin de favoriser les échanges gazeux. Les flacons ont été incubés à 28 °C sous agitation constante et éclairage continu pendant une période de 3 à 4 semaines, permettant ainsi une croissance optimale des cyanobactéries (**Figure15**).

Pour prévenir toute contamination susceptible d'affecter le processus d'isolement, tout le matériel utilisé a été soigneusement lavé à l'acide chlorhydrique (HCl), rincé à l'eau distillée, puis stérilisé. De plus, toutes les étapes d'isolement et d'ensemencement ont été réalisées dans des conditions d'asepsie rigoureuse. Ces précautions garantissent une croissance optimale des cyanobactéries dans les milieux BG11₀ et BG11 en laboratoire.

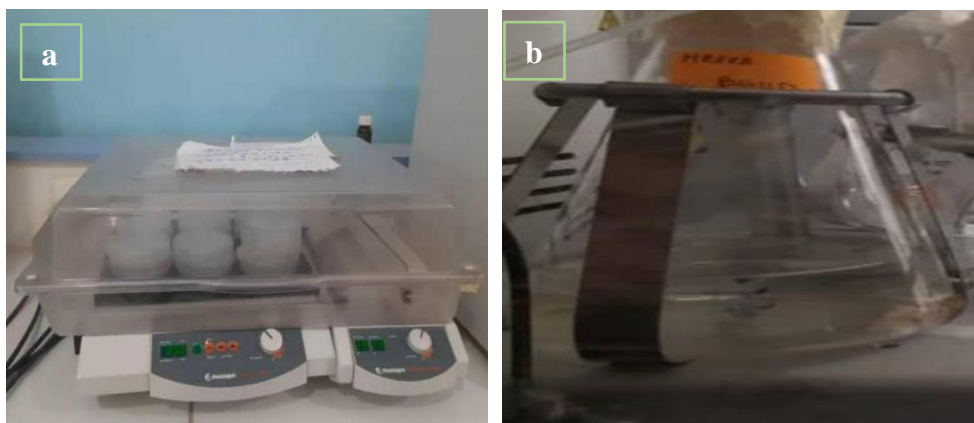


Figure 15 : Incubation des cultures de cyanobactéries :
a) en milieu solide, b) en liquide

5.2.5. Purification des cultures de cyanobactéries en milieu solide et liquide

Après une période d'incubation variable selon la croissance de la culture de chaque échantillon un isolement a été réalisé en prélevant des colonies (un seul filament pour les cyanobactéries filamenteuses) à l'aide d'un capillaire très fin fabriqué à partir d'une pipette pasteur ou anse stérile. Les échantillons grattés de chaque colonie ont ensuite étéensemencés séparément dans de nouvelles boîtes de pétri contenant le même milieu de culture que pour l'isolement initial, et incubées dans la chambre de croissance sous les conditions de culture décrites précédemment (Loza ,2011) jusqu'à l'observation de leur croissance (apparition de la biomasse verte). Cette étape étant répétée plusieurs fois afin d'éliminer toute contamination bactérienne ou fongique. Enfin, la pureté des cultures est contrôlée par observation microscopique.

Pour la purification des cyanobactéries en milieu liquide, des sous-cultures régulières sont effectuées en transférant une petite quantité de culture dans un nouveau milieu stérile (BG11₀ ou BG11), favorisant ainsi la croissance des cyanobactéries tout en réduisant la présence de contaminants. Enfin, la pureté des cultures est contrôlée par observation microscopique.

5.2.6. Caractérisation morphologique des souches isolées

L'identification des souches (Approche morphologique) a été effectuée par :

- **Observation macroscopique** : l'observation macroscopique a été effectuée en se basant sur l'aspect général des colonies : Couleur, forme, texture et taille des colonies visibles à l'œil nu, présence éventuelle de mucilage ou de regroupements coloniaux (micro- ou macro-colonies) (Van Den Hoek et Jahns, 1995; Mehda, 2021).
- **Observation microscopique** : L'observation des souches isolées pures, issues des colonies développées sur boîtes de pétri et en Erlenmeyer après plusieurs purification, a été effectuée au microscope optique sous différents grossissements. Cette analyse visait à identifier la présence de cellules spécialisées (**hétérocystes, akinètes et trichomes**).

La préparation des lames microscopiques impliquait le dépôt d'une gouttelette d'eau distillée stérile au centre d'une lame propre, suivie de l'émulsion d'une colonie prélevée à l'anse de platine ou d'une goutte de milieu liquide, avant d'être recouverte d'une lamelle. L'examen microscopique a été effectué aux objectifs ($\times 40$) et ($\times 100$ en utilisant l'huile à immersion). Cette observation a été basée sur :

- La morphologie cellulaire : forme, taille, arrangement des cellules (unicellulaire, coloniale, filamenteuse) (**Rippka et al., 1979; Fenni, 2019**).
- Identification des structures différenciées : hétérocystes (cellules spécialisées pour la fixation de l'azote), akinètes (cellules de résistance), hormogonies (fragments mobiles) (**Fenni, 2019**).
- Observation de la présence et l'épaisseur des gaines mucilagineuses entourant les filaments et observation de types de ramifications (vraies ou fausses) pour les formes filamenteuses (**Fenni, 2019**).

5.3. Efficace fonctionnelle (Analyse physiologique)

5.3.1. Extraction des (EPS)

L'extraction des (EPS) a été réalisée à partir du milieu liquide et à partir de des croûtes biologiques des sites d'études.

➤ A partir du milieu liquide

La méthode d'extraction des (EPS) produits par les cyanobactéries en milieu liquide, telle que décrite par Ahmed et al. (2004). Pour ce faire, l'échantillon de culture est d'abord centrifugé, puis le surnageant est filtré afin d'éliminer les cellules. L'extraction des EPS se déroule en deux étapes : dans un premier temps, le culot cellulaire est mélangé avec 4,5 mL d'eau milli-Q, incubé pendant une heure à 30 °C sous agitation à 120 rpm, puis centrifugé et filtré ; la fraction obtenue est conservée. Ensuite, le culot restant est traité avec 4,5 mL de Na₂EDTA à 0,1 M, incubé 4 heures à 25 °C. Les fractions des deux étapes sont alors combinées pour constituer la fraction totale. Le dosage des EPS est réalisé par la méthode phénol-acide sulfurique (**Dubois et al., 1956**), en mesurant l'absorbance à 490nm avec un

spectrophotomètre. Les deux fractions sont ensuite combinées pour obtenir la quantité totale d'EPS dans chaque culture.

Il est à noter que l'extraction des (EPS) en milieu liquide n'a pas été effectuée pour le site d'El Messarane, à cause d'un retard dans la réception des croûtes biologiques pour ce site.

➤ **A partir de la croûte**

La procédure d'isolement des fractions EPS a été réalisée conformément à **Rossi et al. (2018)** avec des modifications mineures. Environ 50 mg d'échantillons de BSC séchés ont été homogénéisés dans un mortier, puis les échantillons ont été placés dans des tubes à essai et vortexés pendant 30s avec l'ajout de 1 ml d'eau distillée. Les échantillons ont été laissés au repos pendant 15 min, puis centrifugés pendant 15 min à 4000×g. L'extraction de chaque fraction a été répétée 3 fois. La quantification des glucides de chaque extrait et la solution de sucre est ensuite réalisée par la méthode phénol-acide sulfurique de **Dubois et al. (1956)**, mesurant l'absorption à 490 nm et utilisant une courbe d'étalonnage au glucose. Les concentrations de différentes fractions sont additionnées pour obtenir l'EPS total.

Il est à mentionner également que pour le site de M'rara, l'extraction des exopolysaccharides (EPS) n'a pas été réalisée en raison de l'insuffisance de la biomasse verte des bio-croûtes.

3.2.1.4. Détermination de la biomasse photosynthétique (dosage de la chlorophylle) à partir des croûtes biologiques

Le dosage de la chlorophylle dans les cyanobactéries isolées des croûtes biologiques des sols (CBS) est une procédure essentielle pour évaluer leur activité photosynthétique et leur biomasse. L'extraction de la chlorophylle est réalisée en ajoutant un solvant organique (méthanol à 100 %,.) à la poudre d'échantillon des croûtes biologiques. Le mélange est ensuite incubé dans l'obscurité (12-24 heures à température ambiante ou 4 °C, avec agitation régulière), puis centrifugé pour séparer le surnageant (contenant la chlorophylle) des débris cellulaires. Les longueurs d'onde couramment utilisées pour le dosage de la chlorophylle sont :

- Environ 663 nm pour la chlorophylle a.

- Environ 645 nm pour la chlorophylle b.

Les concentrations de chlorophylle totale sont généralement exprimées en microgrammes par gramme de poids sec ($\mu\text{g/g}$).

Partie III

Résultats Discussion

Caractéristiques physico-chimiques des sols étudiés

Les résultats des analyses physico-chimiques du sol de stations étudiées sont présentés dans le tableau 03 :

Paramètre		Site1.Mrara (El M'ghair)	Site 2. El Abdoun (Béni Abbés)	Site 3. El Messrane (Djalfa)
Classes granulométriques	Sable (%)	84.85	78.58	77.33
	Limon (%)	10.1	15.33	12.12
	Argile (%)	5.05	6.09	10.65
pH _{1/2.5}		07.4	07.6	8.24
CE _{1/5} (dS/m)		2.18	1.25	0.238
Gypse (%)		40.5	5.01	15.12
Calcaire total (%)		04.5	5.23	10.15
Carbone organique(%)		0.56	1.12	0.80
Matière organique(%)		0.96	1.12	1.81
Azote total(%)		0.056	0.07	0.12

Les résultats des analyses physico-chimiques des sols des trois sites M'rara (M'ghair) , El Abdoun (Béni Abbes) et El Messrane (Djalfa) mettent en évidence des variations notables, traduisant la diversité des conditions édaphiques dans les environnements étudiés. Ces paramètres influencent directement la structure et la dynamique des communautés microbiennes, en particulier les cyanobactéries des croûtes biologiques.

Le tableau met en évidence la nature majoritairement sableuse des trois échantillons. La fraction "Sable" est clairement dominante, représentant 84.85% pour le premier échantillon, 78.58% pour le deuxième et encore 70.33% pour le troisième. On observe une tendance nette à la diminution du pourcentage de sable d'un échantillon à l'autre (passant de 84.85% à 70.33%). Parallèlement, les proportions de limon et d'argile augmentent progressivement. Le limon passe de 10.1% à 17.12%, et l'argile, bien que la fraction la moins représentée, double presque son pourcentage entre le premier et le troisième échantillon (de 5.05% à 12.65%). Le troisième échantillon se distingue par une teneur en argile notablement plus élevée que les deux premiers. Ces variations suggèrent une légère hétérogénéité dans la texture des sols.

Concernant le pH, les sols des trois sites présentent un pH légèrement basique à alcalin, allant de 7,4 à 8,24. Cette réaction légèrement basique à alcaline est typique des arides et semi arides sols désertiques, souvent associés à une faible teneur en matière organique et à une prédominance de carbonates notamment dans le sol d'El Messrane. Un pH alcalin peut avoir un effet sélectif sur la composition microbienne du sol, favorisant certains genres de cyanobactéries tolérants à des conditions basiques.

La conductivité électrique enregistré une variation notable entre les trois sites. Les valeurs enregistrées sont de 1.25 dS/m (El Abdoun), 0.238 dS/m (El Messrane) et 2.18 dS/m (M'rara), indiquant une faible salinité (El Messrane), salinité modérée (El Abdoun) à relativement élevée pour le sol de M'rara (Aubert, 1978). Cette variation reflète probablement la nature géochimique des substrats et les conditions d'évaporation propres à chaque site. Des niveaux élevés de salinité peuvent limiter la diversité microbienne, mais certains microorganismes, notamment des cyanobactéries halotolérantes, peuvent y prospérer dans le sol de M'rara.

Pour la teneur en gypse les valeurs enregistrées sont de 5.01, 15.12 % et 40,5 %, respectivement pour le site El Abdoun, El Masrane et M'rara, D'après la grille d'évaluation de gypse (Barazanji, 1973), la teneur en gypse est considéré comme légèrement gypseux, modérément gypseux et extrêmement gypseux.

Le gypse contribue à l'alcalinité et à la salinité du sol. Il peut entraver l'absorption de certains microéléments. Sa présence est souvent d'origine parentale (**Servant, 1975**).

Le teneur en calcaire enregistré sont considérées comme faiblement calcaires pour le sol d'El Abdoun (5.23%) et M'rara (4.5 %). Alors qu'il est modérément calcaire pour le sol d'El Messrane (Baize, 1988). La teneur relativement enlevée en calcaire pour le sol d'El Messrane explique le pH alcalin enregistré pour ce sol.

La teneur en carbone organique la plus élevée été enregistrée à El Abdoun (1,12 %) et la plus faible à M'rara (0,56 %). Le sol de d'El Messrane s'est classé en troisième position avec une valeur de 0.8 %. La teneur en matière organique suit la même tendance que celle du carbone

organique, soient des teneurs de 1.12 %, 1.81 et 0.96 % respectivement pour le sol d'El Abdoun, d'El Messrane et M'rara .

Les teneurs en azote total sont faibles dans les trois sites d'étude varient entre une teneur Minimale enregistrée à M'rara (0,056 %) et une valeur maximale enregistrée à EL Messrane (0.12%). Le sol d'El Abdoun se classe en position intermédiaire avec une teneur de (0.07%). Ces faibles teneurs en azote total sont typiques des milieux arides et semi arides. Cette pauvreté en azote représente un contexte propice au développement de cyanobactéries fixatrices d'azote, capables d'enrichir le sol par leur activité biologique de fixation d'azote. Le site d'El Messrane (0.12%) présente la teneur en azote la plus élevée, ce qui pourrait être lié à une plus forte activité des micro-organismes diazotrophes.

Ces résultats indiquent une fertilité légèrement meilleure à El Abdoun, qui pourrait favoriser une plus grande activité biologique et un développement plus important des croûtes biologiques. Néanmoins, les teneurs globalement faibles restent caractéristiques des sols désertiques pauvres en apports organiques.

2. Analyse microbiologique

2.1. Caractérisation morphologique (macroscopique et microscopique) des cyanobactéries isolées des biocroûtes des sites d'étude

Une gamme de souches de cyanobactéries a été isolée du milieu de culture liquide (BG11₀) des croûtes biologiques des trois sites (M'rara, El Abdoun et El Messrane). De prime abord, la croissance de ces souches dans ce milieu témoigne leur caractère hétérocysté (aptitude à la fixation de l'azote). La caractérisation morphologique basée sur le couplage de l'observation macro et microscopique a révélé leur appartenance aux genres *Anabaena* et *Scytonema*, comme illustré ci-dessous :

2.1.1. Cyanobactéries isolées de site de M'rara

Les aspects macroscopiques et microscopiques des cyanobactéries isolées du site e 01 (M'rara) sont présentés dans les figures 16,17.

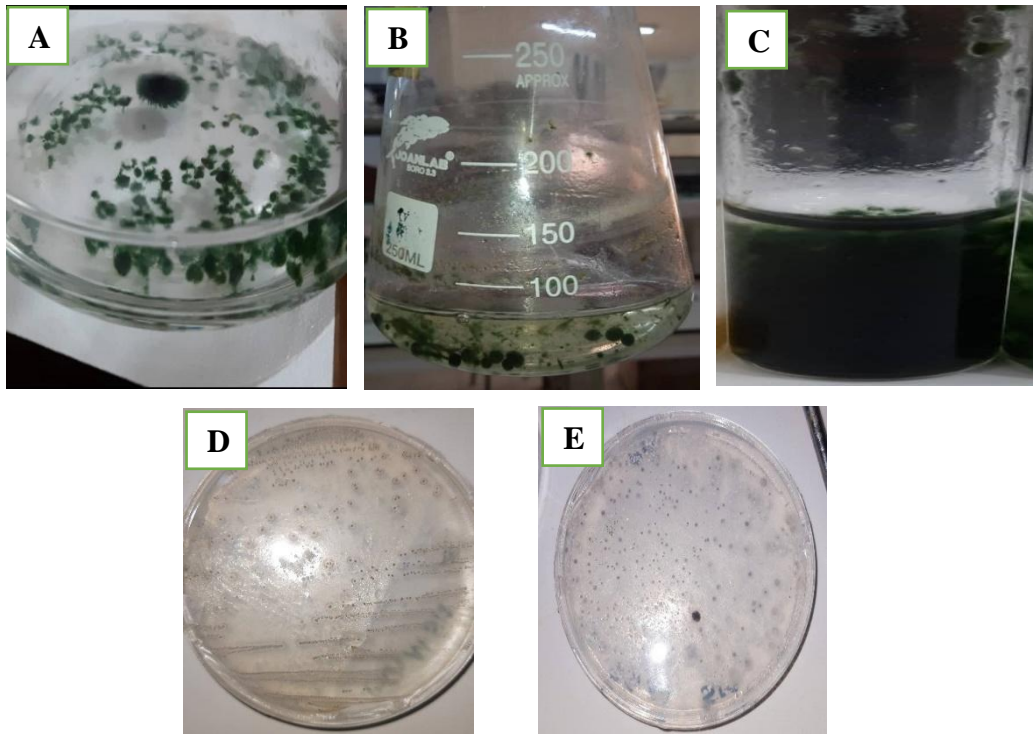


Figure 16 : Aspect macroscopique des souches des cyanobactéries isolées des croutés biologiques du site M’rara : (A et B et C) en milieu liquide, (D et E) en milieu solide.

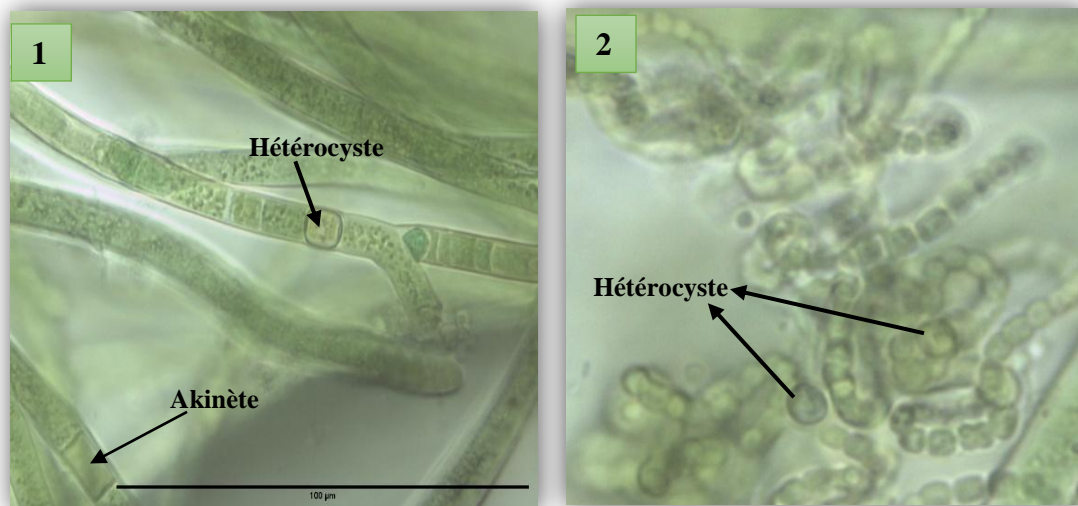


Figure 17 : Microphotographies (observées au microscope optique) présentant les genres de cyanobactéries développées dans le milieu PG11₀

(1) *Scytonema*, (2) *Anabaena* (G ×100)

Les cyanobactéries *Scytonema et Anabaena*, isolées des croûtes biologiques de site M'rara, présentent des caractéristiques morphologiques adaptées aux environnements arides (**Figure 16, 17**).

➤ Le genre *Scytonema* se manifeste par des filaments multicellulaires (trichomes) épais, enveloppés dans une gaine mucilagineuse visible, ce qui lui confère une protection contre la dessiccation et les UV (Sinha & Häder, 2020). Ces filaments montrent des Ramification fausse (pseudobranchements) (**Figure 17**) caractéristiques, issus de divisions cellulaires asymétriques, ainsi que des hétérocystes bien différenciés, intercalés entre les cellules végétatives, témoignant de sa capacité à fixer l'azote atmosphérique (**Castenholz & Waterbury, 2021**). Les cellules végétatives de *Scytonema* sont rectangulaires à isodiamétriques et disposées en séries régulières (**Figure 17**), ce qui reflète une organisation structurée typique des cyanobactéries filamenteuses spécialisées (**Whitton, 2023**). D'un point de vue écologique, ce genre est essentiel pour la stabilisation des sols désertiques grâce à sa résistance aux conditions extrêmes, notamment par la production de scytonémine, un pigment photoprotecteur (**Sinha & Häder, 2020**).

➤ Quant à le genre *Anabaena* se distingue par ses trichomes simples et non ramifiés, composés de cellules végétatives sphériques à ovoïdes, alignées en chaînes continues (**Figure 17**). Ce genre montre aussi la présence d'hétérocystes ovales à paroi épaissie, régulièrement espacés tous les 10 à 15 cellules, essentiels pour la fixation d'azote (Garcia-Pichel & Wojciechowski, 2023). Bien que les akinètes (cellules de résistance) n'étaient pas visibles (**Photo 17**), elles sont typiques de ce genre et confèrent une tolérance aux stress environnementaux (**Bahl et al., 2019**).

Contrairement à *Scytonema*, *Anabaena* ne montre aucune ramification ni pseudobranchement, mais remplit un rôle écologique similaire dans l'enrichissement des sols en azote, ce qui est très important pour l'amélioration de la fertilité des sols désertiques (**Garcia-Pichel & Belnap, 2021**).

Les deux genres présentent ainsi une spécialisation morphologique et fonctionnelle remarquable leur permettant de prospérer dans des environnements écologiques extrêmes (Komárek & Anagnostidis, 2020).

2.1.2. Cyanobactéries isolées de site d'El Abdoun

L'aspect macroscopique et microscopiques des cyanobactéries isolées du site e 02 sont illustrés dans les figures 18, 19.

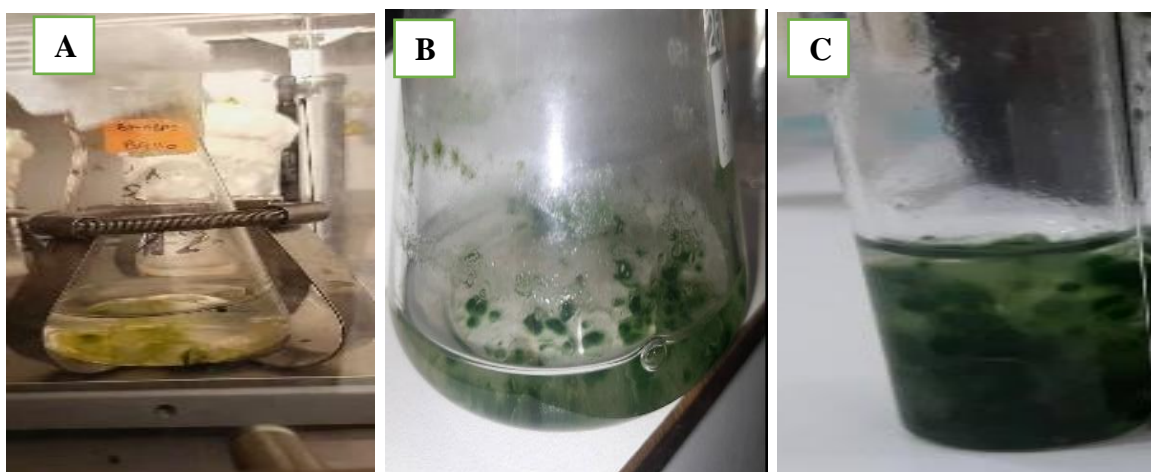


Figure 18 : Aspects macroscopique des souches des cyanobactéries isolées des croutés biologiques du site El Abdoun.

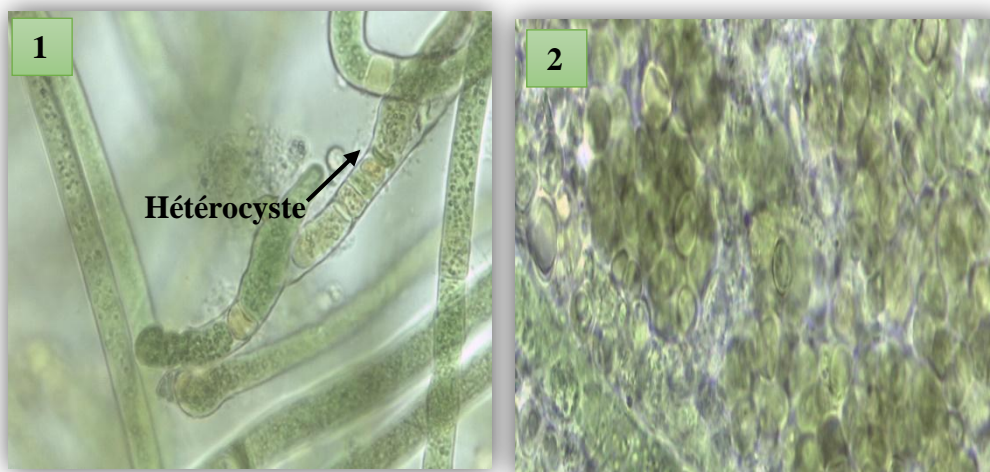


Figure 19 : Microphotographies (observées au microscope optique) présentant les genres de cyanobactéries développées dans le milieu PG11₀
(1) *Scytonema* , (2) *Chroococidiopsis* (G ×100)

Les cyanobactéries *Scytonema* isolées des croûtes biologiques de site El Abdoun présentent des caractéristiques morphologiques adaptées aux environnements arides (**Figure 19**).

Scytonema se présente sous forme de filaments pluricellulaires entourés d'une gaine mucilagineuse épaisse, bien visible Figure 19. Cette gaine joue un rôle protecteur crucial contre les conditions de stress hydrique et thermique caractéristiques des zones arides (**Singh & Dhar, 2020**).

On observe la présence de cellules différenciées appelées hétérocystes de forme arrondie ou ovale et plus claires que les cellules végétatives. Ces **hétérocystes** sont spécialisées dans la fixation de l'azote atmosphérique, ce qui permet à *Scytonema* de survivre dans des sols pauvres en azote (**Büdel & Dulić, 2018**).

L'observation microscopique illustrée dans la figure 19 montre des colonies en petits groupes sous forme d'amas visibles. Les cellules sont de forme arrondie à légèrement ovale, parfois entourées d'une gaine mucilagineuse visible. Ces cellules sont unicellulaires (coccoïdes) (non filamenteuses), souvent disposées en paires ou tétrades. On a noté l'absence de hétérocystes ou d'akinètes pour ces cellules, ce qui indique un mode de fixation de l'azote alternatif ou absent (**Fagliarone et al., 2017**).

La figure 19 montre clairement la fausse ramification, typique de ce genre, due à la rupture partielle de la gaine et à l'émergence des **trichomes**. Ce type de ramification permet au filament de se disperser et de mieux coloniser la surface du sol. (**Maestre et al., 2011**)

Dans les zones arides comme, il est le cas d'El Abdoun, *Scytonema* joue un rôle écologique majeur dans la formation des croûtes biologiques du sol (biological soil crusts). Ces croûtes améliorent la stabilité du sol, réduisent l'érosion et participent à la fertilité par la fixation de l'azote (Maestre et al., 2011).

La souche observée de *Chroococcidiopsis* (**Figure 19**) isolée des bios croûtes du site d'El Abdoun présente les caractéristiques typiques du genre, compatible avec une adaptation extrême aux milieux arides. Sa morphologie coccoïde, l'absence de structures spécialisées, et la présence d'une gaine mucilagineuse en font un excellent modèle écologique (**Verseux et al., 2016**).

Le genre *Chroococidiopsis*, connu pour sa résistance extrême aux conditions environnementales hostiles, est fréquemment retrouvé dans ces habitats extrêmes (Cockell & Rettberg, 2020).

2.1.3. Cyanobactéries isolées de site d'El Messrane

Les aspects macroscopiques et microscopiques des cyanobactéries isolées du site 03 (El Messrane) sont indiqués dans la photo 04 et les figures 20 et 21.



Photo 04 : Aspect macroscopique des souches des cyanobactéries isolées des croûtes biologiques du site El Messrane

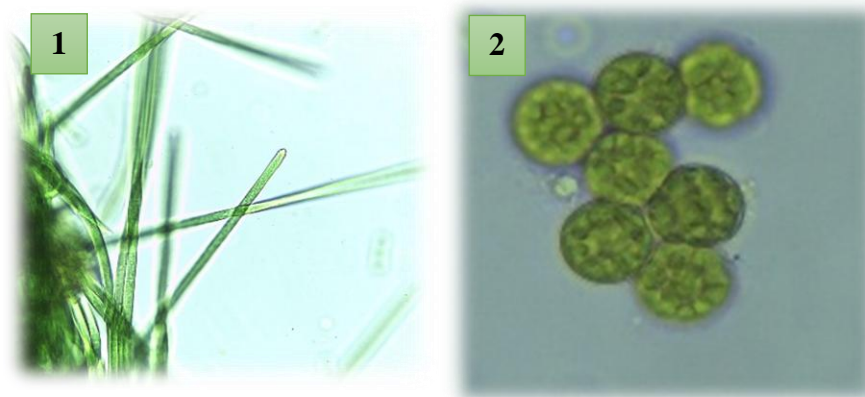


Figure 20 : Microphotographies (observées au microscope optique) présentant les genres de cyanobactéries développées dans le milieu BG11₀ (1) Cyanobactérie filamenteuse, (2) *Chroococidiopsis* (G \times 100)

L'examen microscopique des cyanobactéries développées dans le milieu liquide BG11₀, isolées des croûtes biologiques du site d'El Messrane (Figure 21), révèle la présence de deux types morphologiques distincts : un premier genre filamenteux et un second à morphologie unicellulaire coccoïde, identifié morphologiquement comme *Chroococcidiopsis*. Cette observation illustre la diversité morphologique des communautés cyanobactériennes à ce site.

Le genre *Chroococcidiopsis* est largement reconnu pour sa capacité exceptionnelle à survivre dans des environnements extrêmes, tels que les déserts chauds et froids, les milieux à forte irradiation, ainsi que dans des conditions spatiales simulées. Des études récentes ont isolé des souches viables de *Chroococcidiopsis* sur des panneaux solaires en Espagne, démontrant une tolérance remarquable à une dessiccation prolongée (plus d'un an) et à une exposition aux rayons UV-C, tout en étant génétiquement modifiables grâce aux vecteurs SEVA (Baldanta et al., 2023).

Enfin, il convient de souligner l'absence de croissance des cyanobactéries dans le milieu **BG11** lors des cultures en milieu liquide préparées à partir des croûtes biologiques des trois sites d'étude. Cette absence est probablement liée à l'évaporation du milieu (une observation directement constatée en laboratoire). Cette dernière a probablement entraîné une concentration accrue des composés inhibiteurs déjà présents, ou bien aurait généré des conditions de stress osmotique et hydrique défavorables au développement des cyanobactéries.

3. Caractérisation fonctionnelle (physiologique)

3.1 Dosage des (EPS) isolées cyanobactéries des bios croûtes des sites d'étude

➤ A partir du milieu liquide

Les résultats de l'extraction des exopolysaccharides isolés des cyanobactéries développées dans le milieu BG11₀ sont indiqués dans la figure 21.

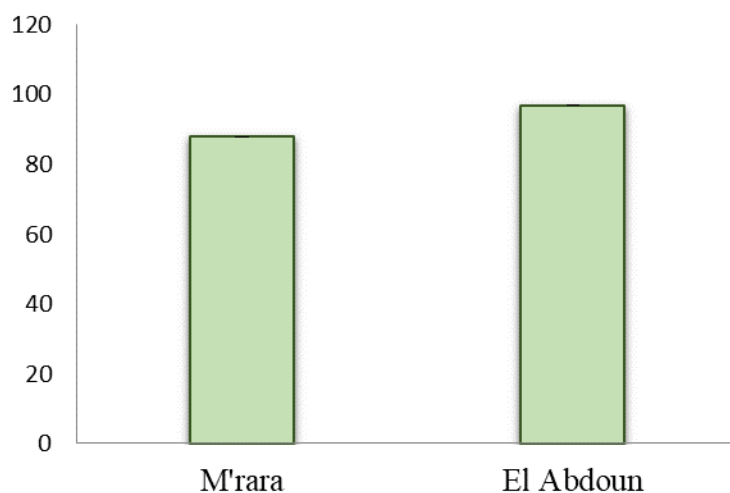


Figure 21 : Quantité d'EPS extraite (mg/L) à partir de la culture en milieu liquide des cyanobactéries isolés des bio croûtes des deux sites d'étude (M'rara et El Abdoun)

Le figure21 montre la production d (EPS) par les cyanobactéries isolées de deux sites M'rara et El Abdoun. Les valeurs obtenues sont de 88 et 97 mg/L respectivement pour le site M'rara et El Abdoun. Ces résultats indiquent que les souches cyanobactériennes des croûtes biologiques du site d'El Abdoun produisent une quantité légèrement supérieure d'EPS que celles de M'rara. La différence dans la production d'EPS pourrait être attribuée à la spécificité de facteurs écologiques et édaphiques propres à chaque site. La production plus élevée d'EPS dans le site d'El Abdoun suggère une meilleure adaptation des souches locales aux conditions arides et moins extrêmes que celles de M'rara. Ces EPS représentent un atout écologique important pour la régénération des sols désertiques.

Selon Ozturk et al. (2021), la production d'EPS est généralement plus élevée dans les environnements soumis à un stress hydrique accru (Ozturk et al., 2021). Ces composés jouent un rôle crucial dans la protection des cyanobactéries contre les conditions de sécheresse.

Par ailleurs, la salinité du sol et sa capacité de rétention d'eau peuvent influencer la production d'EPS. C'est ainsi, que la production de EPS a été relativement plus élevée dans le d'El Abdoun par rapport à M'rara. En fait, la faible salinité enregistrée dans ce site par rapport au site M'rara est en mesure d'expliquer la différence de production de EPS par les cyanobactéries.

D'après Rossi & De Philippis (2015), sous stress salin, les cyanobactéries adaptent leur métabolisme pour maximiser la rétention d'eau autour de leur cellule, favorisant la formation de biofilms protecteurs

La capacité de production des EPS par les cyanobactéries isolées des biocroûtes du site de M'rara, malgré des conditions édaphiques extrêmes (salinité élevée et forte teneur en gypse), peut être expliquée par la diversité des cyanobactéries hétérocystées présentes dans les biocroûtes de ce site. Cela concorde avec les travaux de Singh et al. (2016), qui ont montré que la diversité génétique des souches isolées peut également influencer la production des 'EPS. Selon ces auteurs, certaines espèces telles que *Nostoc* ou *Scytonema*, adaptées aux conditions extrêmes, sont reconnues pour leur capacité à produire des quantités d'EPS sous les conditions extrêmes des zones arides. Ce qui en ligne avec nos résultats, ayant mis en évidence la présence de deux genres hétérocystés, *Scytonema* et *Anebeana*, dans les biocroûtes du site de M'rara.

➤ A partir des croûtes biologiques

Les résultats de l'extraction des EPS isolés des cyanobactéries a perte des croûtes biologiques sont mentionnées dans la figure 22.

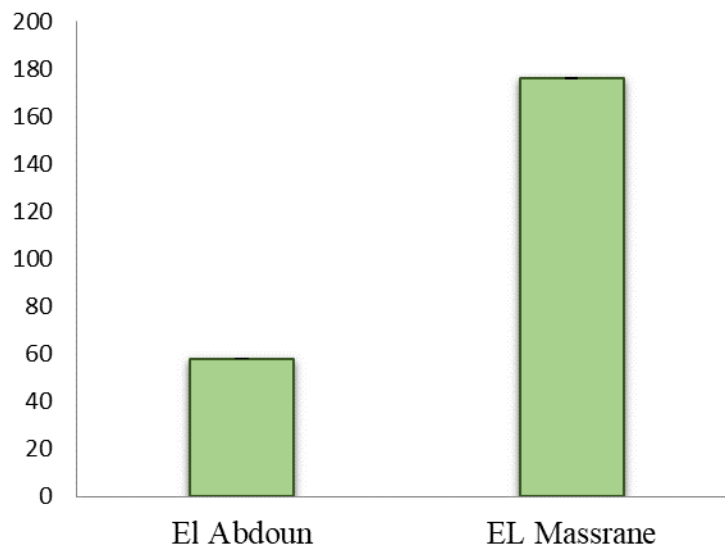


Figure 22 : Quantité d' EPS extraite (mg/g de sol sec) à partir des cyanobactéries isolées des bio croûtes des deux des deux sites d'étude El Abdoun (aride) et El Messrane (semi aride)

L'extraction des (EPS) à partir des croûtes biologiques des deux sites d'étude, El Abdoun (aride) et El Messrane (semi-aride), révèle une différence notable dans la teneur en biomolécules entre ces deux environnements. Les quantités mesurées sont de 58 et 178 mg/g de sol sec respectivement pour El Abdoun et El Messrane. Cette différence suggère que les cyanobactéries des milieux semi-arides développent des mécanismes de biosynthèse des EPS plus efficaces, probablement en raison de la variabilité pédologique (voir tableau 3) et climatique entre les deux sites (Wu et al., 2025). En effet, le site d'El Messrane se caractérise par une faible salinité et une teneur plus élevée en argile, conditions favorisant une synthèse accrue d'EPS ainsi qu'une meilleure protection de ces biomolécules.

Les conditions environnementales jouent un rôle central dans la synthèse des EPS dans cette variabilité, en particulier la durée d'humectation de la surface, la texture du sol et la composition microbienne. Kidron et Xiao (2024) ont montré que la durée de surface humide (SWD) influence fortement l'épaisseur et la densité des biocrusts, et donc la quantité d'EPS produite. En fait, les conditions plus humides du milieu semi-aride présente dans notre cas par le site d'El Messrane a favorisé une production plus importante des EPS par rapport au site d'El Abdoun soumis aux conditions pédologiques et pédoclimatiques plus contraignantes.

2.2 Détermination de la biomasse photosynthétique (teneur en chlorophylle)

Les résultats du dosage de la chlorophylle totale dans les biocroûtes des trois sites d'étude sont présentés dans la (**Figure 23**).

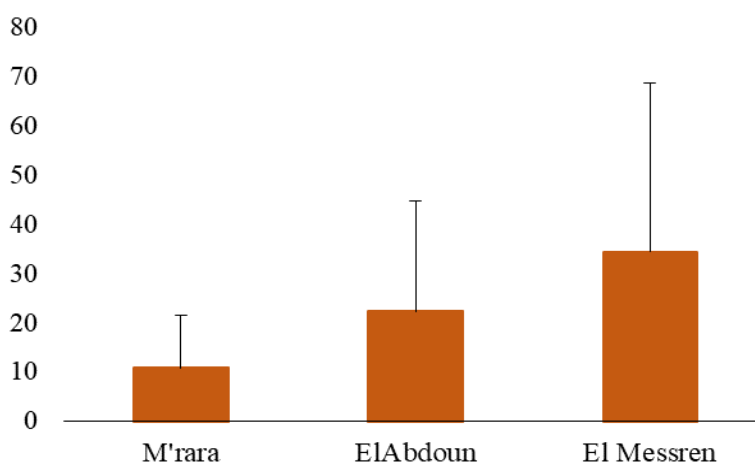


Figure 23 : Teneur en chlorophylle produits par bio croûtes au niveau des trois sites

La chlorophylle est un indicateur direct de l'activité photosynthétique, principalement assurée par les cyanobactéries et les micros algues au sein de la croûte biologique du sol (biocrust). Une concentration élevée de chlorophylle, comme c'est le cas à El Messrane, (**Figure 23**) suggère une communauté microbienne dense et active, ainsi qu'un écosystème relativement stable.

Selon Weber et al. (2022), les niveaux de chlorophylle sont fortement corrélés à la complexité des réseaux microbiens et à l'abondance des organismes autotrophes. De plus, Belnap et al. (2020) soulignent que les producteurs primaires, notamment les cyanobactéries, sont essentiels au développement et à la résilience des biocrusts dans les milieux arides.

Les conditions abiotiques locales jouent un rôle crucial dans la distribution et l'activité des croûtes biologiques. Des facteurs tels que l'humidité du sol, l'intensité lumineuse, le pH, ainsi que la structure granulométrique influencent fortement le développement des communautés photosynthétiques.

D'après Pointing & Belnap (2022), un microclimat modéré, caractérisé par une alternance régulière entre humidité et sécheresse, favorise une activité photosynthétique durable dans les biocrusts. Ainsi, les conditions édaphiques et microclimatiques plus favorables à El Messrane pourraient expliquer la concentration plus élevée de chlorophylle.

Ils mettent en évidence une variation importante de la concentration totale de chlorophylle entre ces sites. La région de M'rara affiche la teneur la plus faible (10 $\mu\text{g/g}$ de sol), suivie par El Abdoun (22 $\mu\text{g/g}$), tandis que la région d'El Messrane présente la concentration la plus élevée (34 $\mu\text{g/g}$). Ce gradient peut s'expliquer par plusieurs facteurs d'origine biotique et abiotique.

La forte teneur en chlorophylle dans les bio croûtes de El Messrane, en zone semi-aride, comparée aux milieux arides (M'rara et El Abdoun), s'explique par plusieurs paramètres influençant la biomasse photosynthétique. D'abord, la disponibilité en eau est plus importante et régulière en milieu semi-aride, ce qui favorise l'activité photosynthétique des cyanobactéries (Smith & Jones, 2019). Ensuite, les températures modérées permettent un métabolisme plus actif des organismes photosynthétiques, contrairement aux températures extrêmes des milieux arides

qui limitent leur croissance (Brown et al., 2020). De plus, la meilleure disponibilité en nutriments essentiels, tels que l'azote et le phosphore, soutient la synthèse de chlorophylle et la croissance microbienne (Garcia & Lee, 2018). Enfin, la structure plus stable et développée des biocroûtes en milieu semi-aride offre un habitat favorable à une biomasse plus dense (Kumar & Singh, 2021). Ces facteurs combinés expliquent la teneur plus élevée en chlorophylle observée dans les bios croûtes de site d'El Messrane (Djalfa).

Le site d'El Abdoun présente un état intermédiaire en termes de concentration totale en chlorophylle, reflétant une activité photosynthétique modérée au sein de la biocroûte. Cette valeur indique des conditions environnementales moins extrêmes que celles de M'rara, avec une humidité saisonnière possiblement favorable à la croissance des cyanobactéries, sans toutefois atteindre des niveaux très favorables. Les niveaux de luminosité et de température pourraient être modérément adaptés, permettant une présence limitée mais stable d'organismes photosynthétiques.

En revanche, les faibles valeurs mesurées à M'rara pourraient être le résultat des conditions environnementales défavorables (taux d'évaporation élevé, faible humidité résiduelle, faibles teneurs en éléments nutritifs), qui réduisent l'activité des microorganismes photosynthétiques et par conséquent faible teneur en chlorophylle.

La variation spatiale du contenu en chlorophylle totale entre les trois sites reflète l'influence combinée des facteurs écologiques (édaphiques et climatiques) et anthropiques.

Conclusion

Conclusion

Cette étude, menée sur des cyanobactéries isolées des croûtes biologiques de milieux arides et semi-arides en Algérie, a révélé une diversité morphologique et fonctionnelle significative. Les souches issues des sites de M'rara, El Abdoun et El Messrane présentent une large variété de formes, incluant des cyanobactéries unicellulaires, filamenteuses non hétérocystées et filamenteuses hétérocystées. Les caractéristiques morphologiques observées couvrent la forme et la taille cellulaires, la structure des filaments (droits, courbés ou spiralés), la présence ou l'absence de gaine mucilagineuse, la différenciation cellulaire (hétérocystes et akinètes) ainsi que l'organisation des trichomes.

La composition des communautés cyanobactériennes varie notablement entre les trois sites étudiés. Malgré les conditions hyperarides du site de M'rara, une diversité cyanobactérienne importante y a été mise en évidence, notamment la présence de genres hétérocystés tels que *Scytonema* et *Anabaena*, reconnus pour leur résistance à la dessiccation et à l'irradiation. Ces cyanobactéries sont adaptées aux conditions extrêmes grâce à leur capacité à former des faisceaux filamenteux enveloppés dans des gaines épaisses, facilitant leur mobilité dans le sol et leur ancrage dans les couches superficielles.

En revanche, le site semi-aride d'El Messrane, caractérisé par des conditions pédoclimatiques plus favorables (sol à texture fine, teneur plus élevée en matière organique et en azote), abrite une communauté cyanobactérienne diversifiée, toutefois, dominée par des formes non hétérocystées telles que *Chroococidiopsis*. Ces dernières, très résistantes à la dessiccation, contribuent à la stabilité des croûtes biologiques et participent potentiellement à l'amélioration de la fertilité des sols.

Concernant la production d'(EPS), les résultats montrent une supériorité nette des croûtes biologiques du milieu semi-aride, liée à une meilleure disponibilité en eau et à une richesse nutritive plus importante, notamment en azote, qui stimulent l'activité métabolique des cyanobactéries. Ces EPS jouent un rôle clé dans la rétention d'eau et la protection contre le stress hydrique, favorisant ainsi la stabilité et la fertilité des sols. En milieu aride, les conditions

extrêmes limitent cette production, bien que les cyanobactéries y développent d'autres stratégies de survie.

L'activité photosynthétique, évaluée par la teneur en chlorophylle, suit une tendance similaire, avec une dominance dans le site semi-aride, mais reste néanmoins notables dans les milieux arides étudiés. Cette différence peut également être liée à la variation des conditions pédoclimatiques entre les deux environnements.

Cette recherche enrichit notre compréhension de la biodiversité microbienne et de son efficacité fonctionnelle dans des environnements extrêmes. Elle ouvre des perspectives prometteuses pour des applications biotechnologiques, notamment en bioremédiation, restauration des sols dégradés et gestion durable des terres arides et semi-arides. De futures études pourraient approfondir l'identification moléculaire des souches, explorer les mécanismes génétiques sous-jacents à la production d'EPS et évaluer l'impact direct de ces communautés sur la fertilité et la résilience des sols dans des contextes climatiques changeants.

References Bibliographiques

Adams, D.G.; Duggan, P.S (2008). Cyanobacteria–bryophyte symbioses. *J. Exp. Bot*, 59, 1047–1058

Aizpuru, A et González-Sánchez, A. (2024). Traditional and new trend strategies to enhance pigment contents in microalgae. *World Journal of Microbiology and Biotechnology*.

Akaki, R. et al. (2023). Bio-characterization and LC-MS analysis of exopolysaccharides in biofilm-producing cyanobacteria. *Biology*.

Al-Awar, R., et al. (2024). Bio-Characterization and Liquid Chromatography–Mass Spectrometry Analysis of Exopolysaccharides in Biofilm-Producing Cyanobacteria Isolated from Soil Crusts. *Biology*, 12(8), 1065.

Alina Lequeux, (2023), Nouveaux génomes de cyanobactéries antarctiques pour la phylogénomique, la taxonomie et la recherche des adaptations génomiques à l’environnement and evolution. *Annu. Rev. Genet.* 1995, 29, 231–287.

Alpert, P (2005). **The limits and frontiers of desiccation-tolerant life.** *Integer. Comp. Biol.* 45, 685–695.

Aubert G,1978. Méthode d’analyse des sols. C.R.D.P. Marseille,546p.

Badger, M. R., & Price, G. D. (2003). CO₂ concentrating mechanisms in cyanobacteria: molecular components, their diversity and evolution. *Journal of Experimental Botany*, 54(383), 609–622. <https://doi.org/10.1093/jxb/erg076>

Bahl, J., Lau, M. C. Y., Smith, G. J. D., Vijaykrishna, D., Cary, S. C., Lacap, D. C., & Pointing, S. B. (2019). Ancient origins determine global biogeography of hot and cold desert cyanobacteria. *Nature Communications*, 10, 2000. <https://doi.org/10.1038/s41467-019-09856-8>

Baize D. (1988) . Guide des analyses courantes en pédologie, choix, expression, présentation, interprétation. INRA. Paris, 172 p.

Barzanji A (1973). Gypsiferous Soils in Iraq, PhD thesis, University of Ghent, Belgium

BELNAP J., 2003: The World at Your Feet: Desert Biological Soil Crusts. *Frontiers in Ecology and the Environment*, Vol. 1, No. 4. pp. 181-189

BELNAP J., 2005: Encyclopedia of Soils in the Environment. D. Hillel, editor. London, Elsevier, Crusts Biological, pp: 339-346.

BELNAP J., 2006: The potential roles of biological soil crusts in dryland hydrologic cycles. *Hydrological Processes* 20, 3159-3178.

BELNAP J., D.A .GILLETTE (1997): Disturbance of biological soil crusts: impacts on potential wind erodibility of sandy desert soils in southeastern Utah. *Land Degradation and Development*, 8-355-362.

BELNAP J., J. H. KALTENECKER., R. ROSENRETER., J. WILLIAMS., S. LEONARD., AND D. ELDRIDGE (2001) Biological soil crusts: ecology and management. BLM Technical Reference 1730–2. United States Bureau of Land Management, Washington, D. C., 110 p.

BELNAP J., J.S.GARDNER.1993: Soil microstructure in soils of the Colorado Plateau: the role of the Cyanobacterium *Microcoleus vaginatus*. *Great Basin Nat* 53-40-177.

BELNAP J., LANGE, O (2001) Biological Soil Crusts: Structure, Function, and Management, Ecological Studies Series. Springer-Verlag, Berlin. 150 p.

BELNAP J., PILLIPS S. L, AND MILLER M.E (2004) Reponse of desert biological soil crusts to alterations in precipitation frequency. *Ecologica*, 141: 306-316.

Belnap, J. (2001). *Biological Soil Crusts: Ecology and Management*. Springer.

Belnap, J., et Lange, O. L. (2001). Biological Soil Crusts: Structure, Function, and Management. Springer-Verlag.

BENKHELIFA, N., et KADDOUR, F. (2022) Contribution à l'étude ethnobotanique des plantes médicinales dans la région de Béchar (Doctoral dissertation, Université Ibn Khaldoun-Tiaret-)

Billi, D., & Potts, M. (2002). Life and death of dried prokaryotes. *Research in Microbiology*, 153(1), 7–12. [https://doi.org/10.1016/S0923-2508\(01\)01281-6](https://doi.org/10.1016/S0923-2508(01)01281-6)

bryophyte *Anthoceros punctatus* requires genes involved in nitrogen control and initiation of heterocyst differentiation. *Microbiology* 2002, 148, 315–323.

Büdel, B., & Dulić, T. (2018). Biological Soil Crusts and their Microorganisms on Rocks and Soils in Africa. In Weber, B., Büdel, B., & Belnap, J. (Eds.), *Biological Soil Crusts: An*

Organizing Principle in Drylands (pp. 399–414). Springer. https://doi.org/10.1007/978-3-319-30214-0_21

Cano-Díaz et al., 2023 – "Nitrogen and phosphorus enrichment by biocrusts in Argentinian drylands" – Sustainability MDPI.

Castenholz, R. W., & Waterbury, J. B. (2021). Cyanobacteria: Oxygenic Photosynthetic Bacteria. In Bergey's Manual of Systematic Bacteriology (Vol.1). Springer. https://doi.org/10.1007/978-0-387-68233-4_7

Chamizo, S., et al. (2022). "Cyanobacterial Exopolysaccharides Improve Soil Water Retention and Facilitate Plant Establishment in Drylands." *Geoderma*, 428, 116157.

Chen, L., et al. (2022). Formation of biocrust and improvement of soil properties by exopolysaccharide-producing cyanobacteria. *Biomass Conversion and Biorefinery*, 13, 15489–15499.

Chen, M., et al. (2010). Discovery of chlorophyll f allows adaptation to FRL. *Science*.

Cockell, C.S., et Rettberg, P. (2020). *Microbiology of Extreme Soils*. Springer. <https://doi.org/10.1007/978-3-030-45669-1>

Cruz, J. et al. (2024). Environmental modulation of exopolysaccharide production in the cyanobacterium *Synechocystis* sp. PCC 6803. *Frontiers in Microbiology*. cycles. Hydrological Processes 20, 3159-3178.

Dolman, A.M.; Rucker, J.; Pick, F.R.; Fastner, J.; Rohrlack, T.; Mischke, U.; Wiedner, C. (2014) Cyanobacteria and cyanotoxins: The using a polyphasic approach. *Preslia*, 86, 295–335.

Dvořák, P.; Casamatta, D.A.; Hašler, P.; Jahodářová, E.; Norwich, A.R.; Pouličková, A. (2017) Diversity of the cyanobacteria. In *Modern Topics in the Phototrophic Prokaryotes*; Hallenbeck, P., Ed.; Springer: Cham, Switzerland, p. 3–46.

Ecosphere Brown, A., Smith, R., & Lee, T. (2020). Temperature effects on photosynthetic microorganisms in arid environments. *Journal of Arid Land Studies*, 15(3), 123-134.

Etesami, H. (2025). Resilient pioneers: The ecological role of cyanobacteria in desert ecosystems. *Applied Soil Ecology*, 212, 106.173.

Fagiarone, C., Mosca, C., Rugnini, L., & Congestri, R. (2017). Morphological and ultrastructural characterization of *Chroococcidiopsis* spp. from different environments. *European Journal of Phycology*, 52(3), 287–297. <https://doi.org/10.1080/09670262.2017.1307344>

FAO (2015). *Status of the World's Soil Resources*.

Feng et al., 2025 – "Extracellular polymeric substances from cyanobacteria enhance carbon sequestration in arid soils" – *Plant and Soil*.

Fenni, A. (2019). Méthodes et techniques utilisées pour la caractérisation des cyanobactéries [Mémoire, Université 8 Mai 1945 Guelma]. dspace.univ-guelma.dz.

Frank, H. A., & Cogdell, R. J. (2012). Light capture in photosynthesis. In *Comprehensive Biophysics*.

Gao, L., et al. (2021). "Global patterns and driving forces of desertification." *Science*, 371(6530), eaba5299.

Garcia, M., & Lee, H. (2018). Nutrient dynamics in biological soil crusts: Implications for chlorophyll content. *Soil Biology & Biochemistry*, 45(2), 89-97.

Garcia-Pichel, F., & Belnap, J. (2021). Microbial communities in biological soil crusts: Functional roles, community structure, and response to global change. *Annual Review of Ecology, Evolution, and Systematics*, 52, 139–160. <https://doi.org/10.1146/annurev-ecolsys-012121-085749>

Garcia-Pichel, F., & Wojciechowski, M. F. (2023). The evolution of nitrogen fixation and its role in the ecological success of cyanobacteria. *Nature Microbiology*, 8, 114–122. <https://doi.org/10.1038/s41564-022-01207-6>

Grossman, A.R.; Bhaya, D.; Apt, K.E.; Kehoe, D.M. Light-harvesting complexes in oxygenic photosynthesis: Diversity, control,

Hamdi-Aïssa, B., et Girard, M. C. (2000). Utilisation de la télédétection en régions sahariennes, pour l'analyse et l'extrapolation spatiale des pédopaysages. *Science et changements planétaires/Sécheresse*, 11(3), 179-88.

Hamdi-Aïssa B., Kaboul, A., Mehda, S., Oustani, M. and Hadj-Mahammed, M. 2016. Endo/epilithic biological soil crust in the Sahara Desert petrogypsic horizons: a micromorphological approach. In. USGS ed: 3rd International Workshop on Biological Soil Crusts, September 26 – 30, 2016, Moab, USA,.

Hamdi-Aïssa B., Mehda, S., Oustani, M., Cammas, C., Montoroi, J.P and Hadj-Mahammed, M. 2019. Soil microstructures and microfibrils related to biological soil crust in the North African drylands (high plateau and Sahara desert), Algeria. In. The University of Queensland ed : 4th International Workshop on Biological Soil Crusts, August 25 – 30, 2019, Dunwich, Australia, p40.

Hamdi-Aïssa, B., Mehda S., Montoroi J.P. et Hadj Mahammed, M. 2018. Micromorphologie des milieux poreux liés aux croûtes biologiques des sols du Sahara. In : 43ème journées du Groupe Francophone Humidité et Transferts en Milieux Poreux (GFHN), 19 et 21 Novembre 2018 (Barcelone Espagne).

Hasbellaoui, C., et Nait Slimani, T. (2024), Etude physico-chimique et biochimique du lait de chèvres élevées dans deux régions climatiquement distinctes en Algérie (Doctoral dissertation, Université Mouloud Mammeri).

Hayashi, K., et Takada, K. (1996). Isolation and purification of calcium-spirulan, an antiviral sulfated polysaccharide from the cyanobacterium *Arthrospira platensis*. ACS Omega

Hejduková, E.; Elster, J.; Nedbalová, L(2020). Annual cycle of freshwater diatoms in the High Arctic revealed by multiparameter fluorescent staining. *Microb. Ecol*, 80, 559–572.

Hoiczyk, E.; Hansel, A (2000) Cyanobacterial cell walls: News from an unusual prokaryotic envelope. *J. Bacteriol.*, 182, 1191–1199.

Holland, H.D (2002). Volcanic gases, black smokers, and the great oxidation event. *Geochim. Cosmochim. Acta*, 66, 3811–3826.

Hongsthong, A.; Sirijuntarut, M.; Yutthanasirikul, R.; Senachak, J.; Kurdrud, P.; Cheevadhanarak, S (2009). Tanticharoen, M. Subcellular proteomic characterization of the high-temperature stress response of the cyanobacterium *Spirulina platensis*. *Proteome Sci.*, 7, 1–19.

Hongsthong, A.; Sirijuntarut, M.; Yutthanasirikul, R.; Senachak, J.; Kurdrud, P.; Cheevadhanarak, S (2009). Tanticharoen, M. Subcellular proteomic characterization of the high-temperature stress response of the cyanobacterium *Spirulina platensis*. *Proteome Sci.*, 7, 1–19.

Hu, C. & Rzymiski, P. (2022). Non-photosynthetic melainobacteria (Cyanobacteria) in human gut characteristics and association with health *Life*, 12(4), 476.

Ikeuchi, M.; Tabata, S (2001). *Synechocystis* sp. PCC 6803—A useful tool in the study of the genetics of cyanobacteria. *Photosynth. Res.*, 70, 73–83. influence of nitrogen versus phosphorus. *PLoS ONE* (2012), 7, e38757

Inoue, N.; Taira, Y.; Emi, T.; Yamane, Y.; Kashino, Y.; Koike, H.; Satoh, K (2001). Acclimation to the growth temperature and the high-temperature effects on photosystem II and plasma membranes in a mesophilic cyanobacterium, *Synechocystis* sp. PCC6803. *Plant Cell Physiol.* 2001, 42, 1140–1148.

Jensen, A (1978) .Chlorophylls and carotenoids. In *Handbook of Phycological Methods. Physiological and Biochemical Methods*; **Hellebust, J.A, Craigie, J.S., Eds.**; Cambridge University Press: New York, NY, USA, pp. 59–70.

Kaboul.A,2016.Etude des croûtes biologiques des sols des zones arides (cas De la région d’Ouargla et la région de El’Ouade.

- Kaneko, T.; Sato, S.; Kotani, H.; Tanaka, A.; Asamizu, E.; Nakamura, Y.; Miyajima, N.; Hirosawa, M.; Sugiura, M.; Sasamoto, S(1996)** Sequence analysis of the genome of the unicellular cyanobacterium *Synechocystis* sp. strain PCC 6803. Sequence determination of the entire genome and assignment of potential protein-coding regions. *DNA Res*, 3, 109–136.
- Kheirfam, H., et al. (2024).** Co-inoculation of fungi and desert cyanobacteria facilitates biological soil crust formation and soil fertility. *Frontiers in Microbiology*.
- Kidron, G. J., & Xiao, X. (2024).** Surface wetness duration controls biological soil crust properties in arid environments. *Plant and Soil*.
- Kirilovsky, D., & Kerfeld, C. A. (2012).** OCP photoprotection in cyanobacteria. *Nature Plants*.
- Komárek, J., & Anagnostidis, K. (2020).** Cyanoprokaryota 2. Teil: Oscillatoriales. Elsevier.
- Komárek, J.; Kaštovský, J.; Mareš, J.; Johansen, J.R (2014).** Taxonomic classification of cyanoprokaryotes (cyanobacterial genera)
- Kumar, K.; Mella-Herrera, R.A.; Golden, J.W (2010).** Cyanobacterial heterocysts. *Cold Spring Harb. Perspect. Biol.*, 2, 1–20
- Kumar, P., & Singh, V. (2021).** Stability and development of biocrusts in semi-arid regions. *Ecological Research*, 36(1), 45-56.
- Lal, R. (2009).** *Soil degradation as a reason for inadequate human nutrition*. Food Security.
- Lan, S., et al. (2022).** "Rapid soil stabilization by induced biocrusts: Efficacy of filamentous cyanobacteria inoculation in wind tunnel experiments." *Soil Biology and Biochemistry*, 165, 108521.
- Lemasson, C., De Marsac, N. T., & Cohen-Bazire, G. (1973).** Role of allophycocyanin in cyanobacteria. *PNAS*, 70(11), 3130–3133.
- LEONARD, AND D. ELDRIDGE. (2001)** .Biological soil crusts: ecology and
- Lindberg, P.; Park, S.; Melis, A (2010).** Engineering a platform for photosynthetic isoprene production in cyanobacteria, using *Synechocystis* as the model organism. *Metab. Eng.*, 12, 70–79.
- Los, D.A.; Murata, N (1998).** Structure and expression of fatty acid desaturases. *BBA-Lipids Lipid Metab.* 1998, 1394, 3–15

Maestre, F. T., Bowker, M. A., Cantón, Y., et al. (2011). Ecological roles of biological soil crusts in drylands: A review. *Plant and Soil*, 333(1), 1–17. <https://doi.org/10.1007/s11104-010-0327-9>

Management, Ecological Studies Series. Springer-Verlag, Berlin.150 p.

Management, Washington, D. C,110 p. management. BLM Technical Reference 1730–2. United States Bureau of Land

Meeks, J.C.; Elhai, J (2002). Regulation of cellular differentiation in filamentous cyanobacteria in free-living and plant-associated symbiotic growth states. *Microbiol. Mol. Biol. R.*, 66, 94–121.

Mehda S, Muñoz Martín MÁ, Oustani M, HamdiAïssa B, Perona E, Mateo P (2022). Lithic cyanobacterial communities in the polyextreme Sahara Desert: Implications for the search for the limits of life. *Environ Microbiol* 24(1):451–474. <https://doi.org/10.1111/1462-2920.15850>

Mehda S, Muñoz-Martín MÁ, Oustani M, Hamdi-Aïssa B, Perona E, Mateo P (2021) Microenvironmental conditions drive the differential cyanobacterial community composition of biocrusts from the Sahara Desert. *Microorganisms* 9(3):487.<https://doi.org/10.3390/microorganisms9030487>

Mahda I., 2022. Etude des croûtes biologiques des sols des écosystèmes arides (Cas des zones steppiques et sahariennes). thèse de doctorat, université de Ouargla.

Mishra, Y.; Bhargava, P.; Chaurasia, N.; Rai, L.C(2009). Proteomic evaluation of the non-survival of *Anabaena doliolum* (Cyanophyta) at elevated temperatures. *Eur. J. Phycol*, 44, 551–565.

Moreira, T. L., et al. (2023). Engineering strategies and applications of cyanobacterial exopolysaccharides: a review. *International Journal of Biological Macromolecules*.

Morgan-Kiss, R.M.; Priscu, J.C.; Pockock, T.; Gudynaite-Savitch, L.; Huner, N.P (2006). Adaptation and acclimation of photosynthetic microorganisms to permanently cold environments. *Microbiol. Mol. Biol. Rev.* 2006, 70, 222–252.

Mouro, A. et al. (2024). The molecular insights of cyanobacterial bioremediations of heavy metals: the current and the future challenges. *Frontiers in Microbiology*.

Mulders, J., et al. (2014). Phycobiliproteins: structure and functions. *ScienceDirect Topics*.

Mur, L.R.; Skulberg, O.M.; Utkilen, H (1999). Cyanobacteria in the environment. In *Toxic Cyanobacteria in Water: A Guide to Their Public Health Consequences, Monitoring and Management*; Chorus, I., Bartram, J., Eds.; CRC Press: Boca Raton, FL, USA, 1999; pp. 15–40.

Navas Romero, A. L., Herrera Moratta, M. A., Fernández-Maldonado, V., Martínez Carretero, E., Mazza, G., & Rodriguez, R. (2024). Impact of Soil Biological Crusts on the Sustainability of Arid Ecosystems in Central-Western Argentina: Their Influence on Nutrient Dynamics and Soil Properties. *Sustainability*, *16*(23), 10468.

Nishida, I.; Murata, N (1996). Chilling sensitivity in plants and cyanobacteria: The crucial contribution of membrane lipids. *Annu. Rev. Plant. Biol.* 1996, *47*, 541–568.

Oliver, R.L.; Hamilton, D.P.; Brookes, J.D.; Ganf, G.G (2012). Physiology, blooms and prediction of planktonic cyanobacteria. In *Ecology of Cyanobacteria II, Their Diversity in Space and Time*; Whitton, B.A., Ed.; Springer: Dordrecht, The Netherlands, p. 155–194.

Ozturk, S., Aslim, B., & Tan, S. (2021). Exopolysaccharide production by cyanobacteria and their possible applications. *Environmental Technology Reviews*, *10*(1), 1–15. <https://doi.org/10.1080/21622515.2021.1874057>

Pereira, S. B., et al. (2022). Advances in microbial exopolysaccharides: present and future applications. *Biomolecules*, *14*(9), Article 1162.

Perring, M. et al. (2015). *Advances in restoration ecology: Rising to the challenges of the coming decades*. *Ecosphere*.

Philippis, R., & Vincenzini, M. (1998). Exopolysaccharide-producing cyanobacteria and their possible exploitation: a review. *Journal of Applied Phycology*, *13*, 293–299.

Plateau: the role of the Cyanobacterium *Microcoleus vaginatus*. *Great Basin Nat* 53:

Psenner, R.; Sattler, B. Life at the freezing point. *Science* 1998, *280*, 2073–2074.

Radmer, R. J. (1996) Algal diversity and commercial algal products. *Bioscience*, *46*(4), 263–270.

Rajeev, L., et al. (2013). Dynamic cyanobacterial response to hydration and dehydration in a desert biological soil crust. *The ISME Journal*, *7*(11), 2178–2191. <https://doi.org/10.1038/ismej.2013.83> .

Raven, J. A., et al. (2017). The evolution of carbon-concentrating mechanisms in photosynthesis. *Philosophical Transactions of the Royal Society B*, 372(1730), 20160408. <https://doi.org/10.1098/rstb.2016.0408> .

Reij, C., Tappan, G., Smale, M. (2009). *Agroenvironmental transformation in the Sahel*. IFPRI.

Reyes et al., 2025 – "Biotechnological applications of cyanobacteria in dryland soil regeneration" – MDPI Sustainability.

Rippka, R., Deruelles, J., Waterbury, J. B., Herdman, M., & Stanier, R. Y. (1979). Generic assignments, strain histories and properties of pure cultures of cyanobacteria. *Journal of General Microbiology*, 111(1), 1-61.

Ritchie, R.J., & Stark, J.M. (2021). "Nitrogen fixation in biological soil crusts: A critical review of methodologies and a global synthesis." *Biology and Fertility of Soils*, 57, 1-

Rossi et al (2024). "Seed coating with cyanobacteria promotes germination in semi-arid Mediterranean plants" – *Journal of Plant Growth Regulation*.

Rossi, F., & De Philippis, R. (2015). Role of cyanobacterial exopolysaccharides in phototrophic biofilms and in complex microbial mats. *Life*, 5(2), 1218–1238. <https://doi.org/10.3390/life5021218>.

Rossi, F., Li, H., Liu, Y., & De Philippis, R. (2017). Role of cyanobacterial EPS in soil aggregation and desertification reversal. *Earth-Science Reviews*, 171, 28–43.

Scheibe, R.; Beck, E. Drought (2011), desiccation, and oxidative stress. In *Plant Desiccation Tolerance*; Springer: Berlin/Heidelberg, Germany, pp. 209–231.

Sekar, R., et Chandramohan, M. (2008). Phycobiliproteins: bioactive applications. Romay & González.

Shirkey, B.; McMaster, N.J.; Smith, S.C.; Wright, D.J.; Rodriguez, H.; Jaruga, P.; Birincioglu, M.; Helm, R.F.; Potts, M (2003). Genomic D.N.A. of *Nostoc commune* (Cyanobacteria) becomes covalently modified during long-term (decades) desiccation but is protected from oxidative damage and degradation. *Nucleic Acids Res*, 31, 2995–3005.

Silhavy, T.J.; Kahne, D.; Walker, S (2010). The bacterial cell envelope. *Cold Spring Harb. Perspect. Biol.* 2, a000414.

Silva, S. et al. (2021). Potential biotechnological applications of cyanobacterial exopolysaccharides. *Brazilian Archives of Biology and Technology*.

Sinetova, M.A.; Los, D.A (2016). New insights in cyanobacterial cold stress responses: Genes, sensors, and molecular triggers. *Biochim. Biophys. Acta*, 1860, 2391–2403.

Singh, S. P., Kate, B. N., & Banerjee, U. C. (2016). Bioactive compounds from cyanobacteria and microalgae: An overview. *Critical Reviews in Biotechnology*, 25(3), 73–95. <https://doi.org/10.1080/07388550500248568>.

Singh, S., & Dhar, D. W. (2020). *Cyanobacteria: Applications in biotechnology*. CRC Press.

Sinha, R. P., & Häder, D. P. (2020). Cyanobacteria and UV radiation stress: DNA damage and repair. *FEMS Microbiology Reviews*, 44(4), 591–606. <https://doi.org/10.1093/femsre/fuaa010>

Slabs, A.R.; Suzuki, I.; Simon, W.J (2006). The heat shock response of *Synechocystis* sp. PCC 6803 analyzed by transcriptomics and proteomics. *J. Exp. Bot.* 57, 1573–1578.

Smith, J., & Jones, L. (2019). Water availability and microbial activity in semi-arid biocrusts. *Microbial Ecology*, 78(4), 567-578.

Springer: Dordrecht (1994), The Netherlands, pp. 769–823.

Stomp, M.; Huisman, J.; de Jongh, F.; Veraart, A.J.; Gerla, D.; Rijkeboer, M.; Ibelings, B.W.; Wollenzien, U.I.A.; Stal, L.J (2004). Adaptive divergence in pigment composition promotes phytoplankton biodiversity. *Nature*, 432, 5–8.

Tamaru, Y., et al. (2024). Soil type and cyanobacteria species influence the macromolecular and chemical characteristics of the polysaccharidic matrix in induced biocrusts. *Scientific Reports*.

Tyrrell, T (1999). The relative influences of nitrogen and phosphorus on oceanic primary production. *Nature*, 400, 525–531

Uyeda, J.C.; Harmon, L.J.; Blank, C.E (2016). A comprehensive study of cyanobacterial morphological and ecological evolutionary dynamics through deep geologic time. *PLoS ONE*, 9 e0162539.

Van Den Hoek, C., & Jahns, H. M. (1995). *Algae: An Introduction to Phycology* (pp. 1-615). Cambridge University Press.

Verseux, C., Baqué, M., Cifariello, R., Fagliarone, C., Raguse, M., & Billi, D. (2016). Sustainable life support on Mars: The potential roles of cyanobacteria. *International Journal of Astrobiology*, 15(1), 65–92. <https://doi.org/10.1017/S147355041500021>.

Vidal, L.; Ballot, A.; Azevedo, S.M.F.O.; Padisák, J.; Welker, M (2021). Introduction to cyanobacteria. In *Toxic Cyanobacteria in Water*, ed.; Chorus, I., Welker, M., Eds.; CRC Press: Boca Raton, FL, USA, pp. 163–211.

Vincent, W.F (2009). Cyanobacteria. In *Plankton of Inland Waters*; Liknes, G.E., Ed.; Academic Press: San Diego, CA, USA, pp. 142–148.

Weber, B., Belnap, J., Büdel, B., Antoninka, A J., Barger, N. N... Chaudhary, V. B., & Bowker, M. A (2022). What is a biocrust? Arefined, contemporary definition for a broadening research community *Biological Reviews*, 97(5), 1768-1785.

Whitton, B. A. (Ed.). (2023). *Ecology of Cyanobacteria II: Their Diversity in Space and Time*. Springer. <https://doi.org/10.1007/978-94-007-3855-3>

Wolk, C.P.; Ernst, A.; Elhai, J. Heterocyst metabolism and development. In *The Molecular Biology of Cyanobacteria*; Bryant, D.A., Ed.;

Wong, F.C.Y.; Meeks, J.C. Establishment of a functional symbiosis between the cyanobacterium *Nostoc punctiforme* and the

Wu, S., Wang, F., & Shen, C. (2025). Meta-analysis of abiotic conditions affecting exopolysaccharide production in cyanobacteria. *Metabolites*, 15(2), 131.

Xu et al., 2024 – "Co-inoculation of cyanobacteria and EPS-producing fungi improves desert soil restoration" – *Frontiers in Microbiology*.

Yadav, P.; Gupta, R.K.; Singh, R.P.; Yadav, P.K.; Patel, A.K.; Pandey, K.D (2021). Role of cyanobacteria in green remediation. In *Sustainable Environmental Clean-Up*; Elsevier: Amsterdam, The Netherlands, pp. 187–210.

Zhang, L. (2024). Effects of mixed biocrusts on soil nutrients and bacterial community structure: a case study from Hilly Loess Plateau, China. *Scientific Reports*, 14(1), 21265.

Zhao, T. et al. (2020). Modification of exopolysaccharide composition under salt stress in *Synechocystis*. *Environmental Science & Pollution Research*.

Annexe I :

Tableau 01 : Echelle d'interprétation de pH -extrait
1/2,5 (Aubert, 1978)

pH	Interprétation
> 9	Sols très alcalins
8,5<pH<9	Sols fortement alcalins
7,9<pH<8,4	Sols moyennement alcalins
7,4<pH<7,8	Sols légèrement alcalins
6,6<pH<7,3	Sols très légèrement acides
6,H<pH<6,5	Sols légèrement acides
5,6<pH<6	Sols moyennement acides
5,H<pH<5,5	Sols fortement acides
4,5<pH<5	Sols très fortement acides
< 4,5	Sols extrêmement acides

Tableau 02 : Echelle de salinité en fonction de la conductivité électrique
de l'extrait 1/5 (AFNOR, 1999)

CE (dS/m)	Degré de salinité
<0.6	Sol non salé
0.6<CE<2	Sol peu salé
2<CE<2.4	Sol salé
2.4<CE<6	Sol très salé
CE>6	Sol extrêmement salé

Tableau 03 : Classe des sols gypseux (Barzanji, 1973)

Gypse (%)	Nom de classe du sol
<0.3	Non gypseux
0.3 à10	Légèrement gypseux
10 à15	Modérément gypseux
15 à 25	Extrêmement gypseux

Tableau 04 : Calcaire total (BAISE, 2000)

CaCO ₃ total	Horizon
CaCO ₃ < 1	Horizon non calcaire
1 < CaCO ₃ <5	Horizon peu calcaire
5 <CaCO ₃ < 25	Horizon modérément calcaire
25 < CaCO ₃ <50	Horizon fortement calcaire
50 < CaCO ₃ <80	Horizon très calcaire
80 < CaCO ₃	Horizon excessivement calcaire

Tableau 05 : Appréciation de la teneur en matière organique (AUBERT, 1978).

Matière organique %	Nom de classe
Inférieur à 1	Sol pauvre en MO
1à2%	Sol moyennement riche en MO
2à3%	Sol riche en MO
Supérieur à 3%	Sol très riche en MO

Tableau 06 : Azote total (HENIN, 1969)

N total %	Richesse du sol
≤ 0.5	Sol très pauvre
$0.5 < \text{N total} \leq 1.0$	Sol pauvre
$1.0 < \text{N total} \leq 1.5$	Sol moyen
> 1.5	Sol bien pourvue

Annexe II

Composition et préparation de milieux de culture

Tableau 01: Composition du milieu de culture BG11 et BG110 (Rippka et al., 1979)

Composants	
K ₂ HPO ₄ · 3H ₂ O	0.18 mM
Na ₂ -EDTA	0.003mM
MgSO ₄ · 7H ₂ O	0.3mM
CaCl ₂ · 2H ₂ O.....	0.25mM
NaNO ₃	17.65mM
Acide citrique	0.029mM
Citrate d'ammonium ferrique	0.020mM
Na ₂ CO ₃	0.19mM
<hr/>	
Microéléments	
H ₃ BO ₃	46uM
MnCl ₂ · 4H ₂ O	9.1uM
ZnSO ₄ · 7H ₂ O	0.7uM
NaMoO ₄ · 2H ₂ O	1.60uM
CuSO ₄ · 5H ₂ O.....	0.32uM
CoSO ₄ · 7H ₂ O	0.17uM
<hr/>	

✓ Pour le milieu BG110 (sans azote combiné), ce composant est rejeté.

Toutes les solutions ont été préparées et stérilisées individuellement, puis conservées à 4 °C au réfrigérateur jusqu'à leur utilisation. Les milieux de culture, une fois assemblés, ont été

soumis à une stérilisation par autoclave automatique sous une pression de 1,5 kg/cm² pendant 20 minutes à 121 °C.

Pour la préparation des milieux de culture solides en boîtes de Pétri, le milieu liquide a été mélangé à de la gélose purifiée (agare-agare) à une concentration finale de 1,5 %. Afin d'éviter la formation de composés toxiques, la gélose et le milieu liquide ont été stérilisés séparément : le milieu à 121 °C pendant 20 minutes, et la gélose à 110 °C pendant 15 minutes, conformément aux recommandations de Rippka (1988).

Résumé

Les zones arides et semi-arides se distinguent par des conditions environnementales rigoureuses qui limitent le développement des microorganismes terrestres ; cependant, dans ces milieux, les cyanobactéries, en tant que producteurs primaires, sont essentielles à la colonisation des sols nus en formant des biocroûtes qui recouvrent la surface, contribuant significativement au fonctionnement des écosystèmes. Malgré cette importance éco-pédologique, peu d'études leur sont consacrées, surtout dans les régions hyperarides. Notre étude vise à caractériser la diversité morphologique et à analyser certaines activités fonctionnelles des cyanobactéries isolées de biocroûtes provenant de trois sites distincts : El Abdoun et M'rara (situés respectivement dans le sud-ouest et le sud-est de l'Algérie, zones arides) ainsi que El Messrane (au centre de l'Algérie, zone semi-aride). L'approche expérimentale a combiné une analyse morphologique, basée sur l'observation des cellules spécialisées des cyanobactéries (hétérocystes et akinètes), et une évaluation fonctionnelle incluant la production d'exopolysaccharides et l'activité photosynthétique. Les résultats révèlent une diversité cyanobactérienne nettement différente selon les sites : les milieux arides sont dominés par des cyanobactéries hétérocystées telles que *Scytonema* et *Anabaena*, tandis que le site semi-aride est principalement peuplé de cyanobactéries non hétérocystées. L'analyse physiologique a également mis en évidence des différences appréciables dans la capacité des cyanobactéries à produire des polysaccharides ainsi que dans la teneur en chlorophylle des biocroûtes entre les sites étudiés. Cette étude met en lumière une communauté diversifiée et bien adaptée aux extrêmes, possédant un potentiel prometteur pour la restauration des sols dégradés des régions arides et semi arides.

Mots-clés: Croûte biologique du sol, Cyanobactéries, Diversité morphologique, EPS, Chlorophylle, Milieu semi-aride et aride .

Abstract

Arid and semi-arid zones are characterized by harsh environmental conditions that limit the development of terrestrial microorganisms; however, in these environments, cyanobacteria, as primary producers, are essential for the colonization of bare soils by forming biocrusts that cover the surface, significantly contributing to ecosystem functioning. Despite their eco-pedological importance, few studies have focused on them, especially in hyper-arid regions. Our study aims to characterize the morphological diversity and analyze certain functional activities of cyanobacteria isolated from biocrusts collected from three distinct sites : El Abdoun and M'rara (located respectively in the southwest and southeast of Algeria, both arid zones), and El Messrane (in central Algeria, a semi-arid zone) . The experimental approach combined morphological analysis based on the observation of specialized cyanobacterial cells (heterocysts and akinetes) with functional evaluation, including exopolysaccharide production and photosynthetic activity. The results reveal a markedly different cyanobacterial diversity between the sites: arid environments are dominated by heterocystous cyanobacteria such as *Scytonema* and *Anabaena*, while the semi-arid site is mainly inhabited by non-heterocystous cyanobacteria. Physiological analysis also highlighted significant differences in the cyanobacteria's capacity to produce polysaccharides as well as in the chlorophyll content of biocrusts among the studied sites. This study highlights a diverse and well-adapted community to extreme conditions, possessing promising potential for the restoration of degraded soils in arid and semi-arid regions.

Keywords: Soil biological crust, Cyanobacteria, Morphological diversity, EPS, Chlorophyll, Semi-arid and arid environments.

ملخص

تتميز المناطق الجافة وشبه الجافة بظروف بيئية قاسية تحد من تطور الكائنات الدقيقة التربة ؛ ومع ذلك، تلعب البكتيريا الزرقاء، بصفتها منتج أساسي، دورًا حيويًا في استعمار التربة غير مغطاة من خلال تكوين القشور الحيوية التي تغطي السطح، مما يساهم بشكل كبير في عمل النظم البيئية. وعلى الرغم من أهميتها البيئية والبيولوجية، إلا أن الدراسات التي تناولتها قليلة، خاصة في المناطق شديدة الجفاف. تهدف دراستنا إلى توصيف التنوع الشكلي وتحليل بعض الأنشطة الوظيفية للبكتيريا الزرقاء المعزولة من القشور الحيوية المجمعة من ثلاثة مواقع متميزة: العبدون ومرارة (الواقعان في جنوب غرب وجنوب شرق الجزائر على التوالي، وهما مناطق جافة)، والمسران (في وسط الجزائر، منطقة شبه جافة). وقد جمعت المنهجية التجريبية بين التحليل الشكلي القائم على ملاحظة الخلايا المتخصصة للبكتيريا الزرقاء (الهيتروسستات والأكينيتات) والتقييم الوظيفي الذي شمل إنتاج السكريات الخارجية والنشاط الضوئي. تكشف النتائج عن تنوع بكتيريا زرقاء مختلفة بشكل ملحوظ بين المواقع: حيث تهيمن البكتيريا الزرقاء الهيتروسستية مثل سكتونيما وأنابينا في البيئات الجافة، بينما يقطن الموقع شبه الجاف بشكل رئيسي للبكتيريا الزرقاء غير الهيتروسستية. كما أبرز التحليل الفسيولوجي فروقًا كبيرة في قدرة البكتيريا الزرقاء على إنتاج السكريات المتعددة وفي محتوى اليخضور في القشور الحيوية بين المواقع المدروسة. تسلط هذه الدراسة الضوء على مجتمع متنوع ومتأقلم جيدًا مع الظروف القاسية، يمتلك إمكانيات واعدة لاستعادة التربة المتدهورة في المناطق الجافة وشبه الجافة.

الكلمات المفتاحية: القشرة الحيوية للتربة، البكتيريا الزرقاء، التنوع الشكلي، السكريات الخارجية، اليخضور، البيئات شبه الجافة والجافة.