

## **Effet de deux herbicides sur les groupes fonctionnels dans les sols du périmètre irrigable de Bounamoussa**

**Rebh CHELOUFI<sup>1\*</sup>, Hacène ALAYAT<sup>1</sup> et Hocine MESSAADIA<sup>2</sup>**

<sup>1</sup> *Université Chadli Bendjedide d'El Tarf, Département d'Agronomie, Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie (FSNV), Laboratoire Agriculture et Fonctionnement des Ecosystèmes (AFE), BP 36000, El tarf, Algérie*

<sup>2</sup> *Université de Hadj Lakhder, Département d'Agronomie, Laboratoire Biologie des Sols, Batna 5000, Algérie*

(Reçu le 18 Novembre 2022 ; Accepté le 25 Décembre 2022)

---

\* Correspondance, courriel : [hindchloufi@yahoo.fr](mailto:hindchloufi@yahoo.fr)

### **Résumé**

Ce travail étudie l'effet de deux herbicides sur le nombre et la densité des microflores intervenants dans la dégradation de cellulose, amylose et la pectine et sur le processus de l'ammonification, nitrification, nitrification et dénitrification (le cycle biogéochimique de carbone et de l'azote) dans les sols du périmètre irrigable de bounamoussa situé dans l'extrême nord-est d'Algérie. Nous avons choisi deux types sols à texture différent, qui connut depuis 1968 l'utilisation d'herbicide par les agriculteurs. Les produits les plus utilisés sont glyphosate et 2.4-D. Pour répondre à cette problématique, les différentes catégories de ces groupes ont été étudiées en utilisant les méthodes proposées par Pochon et Tardieux (1962). Nous avons dénombré les groupes fonctionnels cultivée sur milieu liquide ensuite, Nous avons mené des incubations au laboratoire (bactéries protéolytiques, ammonifiants, nitreux, nitriques et dénitrificateurs ; germes amylolytiques, pectinolytiques et cellulolytiques). On résulte que les deux herbicides influent négativement de tel manière provoque de diminutions de la densité des groupes des microflores cellulolytiques, Pectinolytiques, Amylolytiques, Ammonificateurs, nitreux, nitrifiantes, dénitrifiantes et Protéolytiques. En effet, nous notons par exemple, sous l'influence du glyphosate sur le processus d'amylolyse une diminution de cet catégorie (amylolytiques) par  $87 \cdot 10^3 \text{ ufc / mL}$  comparativement la densité atteint  $9 \cdot 10^5 \text{ ufc / mL}$  dans le S1 témoin. Aussi, il s'ensuit que l'effet nocif du 2.4-D plus accentué que le glyphosate et la mortalité causé par ces produits atteindre presque 10 % dans les sols sableux.

### **Abstract**

**Effect of two herbicides on the functional groups in the soils of the irrigable perimeter of Bounamoussa**

This work studies the effect of two herbicides on the number and density of microflora involved in the degradation of cellulose, amylose, pectin and on the process of ammonification, nitrification, nitrification and denitrification (the biogeochemical cycle of carbon and nitrogen) in the soils of the irrigable perimeter of Bounamoussa located in the extreme north-east of Algeria. We have chosen two soil types with different textures, which since 1968 have known the use of herbicides by farmers. The most used products are glyphosate and 2.4-D. To answer this problem, the different categories of these groups were studied using

the methods proposed by Pochon and Tardieux (1962). We counted the functional groups cultured on liquid medium then, We conducted incubations in the laboratory (proteolytic, ammonifying, nitrous, nitric and denitrifying bacteria ; amylolytic, pectinolytic and cellulolytic bacteria). It results out that the two herbicides have a negative influence in such a way that they cause reductions in the density of the groups of cellulolytic, pectinolytic, amylolytic, ammonifier, nitrous, nitrifying, denitrifying and proteolytic microflora. Indeed, we note for example, under the influence of glyphosate on the Amylolysis process, a decrease in this category (amylolytics) by 87,103 ufc / mL compared to the density reaching 9,105 ufc / mL in the control S1. Also, it follows that the harmful effect of 2.4-D is more accentuated than glyphosate and the mortality caused by these products reaches almost 10 % in sandy soils.

## **1. Introduction**

La consommation de pesticides dans notre pays représente environ 25 000 tonnes par an pour un cout estimé à près 4 milliards et demi de dinars par an en 2008, dont l'essentiel est utilisé en agriculture (90 %) [1 - 3]. Aujourd'hui, ce sont plus de centaine des matières actives différentes qui sont utilisées. Seulement environ 1 % de cette quantité arrive directement sur les parasites cible, tandis que près de 30 à 50 % de la quantité appliquée peut être perdue dans l'air [4]. L'utilisation intensive des produits phytosanitaires entraîne également différentes pollutions des eaux et des sols [2, 3] d'un côté. Et d'autre coté, un nombre important de microorganismes jouent des rôles essentiels basée sur l'activité des microorganismes dans les sols, en particulier dans les cycles biogéochimiques importants comme ceux de l'azote, du carbone, du phosphore ou du soufre [7]. Qui peuvent être regroupés selon leurs fonctionnements les plus importants du point de vue agronomique. Parmi les groupes fonctionnels participant dans le cycle de carbone dans les sols, par exemple qui peuvent décomposer la cellulose, la pectine et l'amidon sont regroupés respectivement dans la catégorie des cellulolytiques, Pectinolytiques et Amylolytiques [8]. Il existe aussi des catégories ou des groupes fonctionnels intervenant dans le cycle de l'azote comme les bactéries Ammonificateurs, nitreux, nitrifiantes, dénitrifiantes et Protéolytiques [9, 10]. Afin de mettre en évidence l'impact des herbicides sur cette micropopulation dans le sol, les microorganismes peuvent donner des services écosystémiques sur les processus d'humification et de minéralisation de la matière organique car ils constituent un indicateur fiable de la fertilité des sols [11, 12]. De nombreuses études dont celles de [13, 14] ont été menées dans le monde au sujet de l'impact des pesticides sur les microorganismes du sol. Les résultats obtenus à l'issu de ces études, montre que les pesticides inhibent le développement des microorganismes et/ou leurs activités fonctionnels de cycle de l'azote et du carbone. Quelques études se sont intéressées aux effets des herbicides sur certain groupes fonctionnels comme les germes cellulolytiques, nitrique, dénitrificateurs et Protéolytiques [15, 16]. Les effets combinés des herbicides tels qu'ils sont appliqués en périmètre irrigable de Bouna moussa ne sont pas connus. C'est dans ce contexte que la présente étude intitulée effet de deux herbicides sur les groupes fonctionnels dans les sols de ce périmètre. L'objectif global de notre travail a été d'examiner l'effet comparatifs du glyphosate et 2.4-D sur la densité de certain groupes fonctionnels intervenant dans le cycle de carbone et de l'azote dans deux types de sols.

## **2. Méthodologie**

### **2-1. Présentation générale de la zone d'étude**

La région d'étude située à l'extrême nord est Algérien (wilaya annaba et el tarf). La région est caractérisée par un climat méditerranéen, doux et humide. Les précipitations moyennes annuelles sont de 682 mm, pour une période allant de 1993 à 2015 [17, 18]. Pour la même période la température du mois le plus aigre est de 10 °C et celle du mois le plus chaud est de 25 °C.

## 2-2. Échantillonnage des sols

Le prélèvement des sols a été effectué dans deux zones différentes, la première concernant la station agricole de Maiz el bachir et la deuxième de Beni Ammar, à texture argileuse. La profondeur du prélèvement est de 0 à 30 cm. 2 kg de chaque sol séché à température ambiante, broyé et tamisé à 2 mm.

## 2-3. Caractéristiques analytiques des propriétés physico-chimiques des sols

Les propriétés physico-chimiques d'échantillons des sols déterminées au niveau de laboratoire de l'Agence nationale hydraulique (ANRH), elles sont présentées dans le **Tableau 1**. Le résultat révèle que le sol 1 possède une texture argileuse-sablonneuse et le sol 2 possède une texture sableuse [19].

**Tableau 1 :** Les caractéristiques des propriétés physico-chimiques du sol 01 et 02

Caractéristiques physico-chimiques	Unité de mesure	S <sub>1</sub> de Beni Ammar		S <sub>2</sub> de Maiz Bachir
		Sable	35	78
Granulométrie	%	Limon	15	10
		Argile	40	12
Classes texturale	Triangle de texture (G.E.P.P.A) [20].	argiles-sableuses		sable
pH	-	7,54		7,65
Conductivité électrique CE	µs/cm	99,00		68
Capacité de rétention en eau CR	%	32,54		25,25
Calcaire total	%	T		T
K	Ppm	173,10		57
Na	meq / 100 g	0,35		0,1
Mg	meq / 100 g	1,84		0,32
Ca	meq / 100 g	17,82		5,87
CEC	meq / 100 g	72		16,55
P (Olsen)	Ppm	8,30		1,23
P <sub>T</sub>	Ppm	175		28,22
N <sub>T</sub>	%	0,18 = 1800 ppm		0,08 = 800 ppm
C	%	2,13		0,8
MO	%	3,66		1,376
C/N	-	11,83		10

## 2-4. Choix et caractérisation des herbicides et leurs doses

Les deux herbicides les plus utilisés dans la région de périmètre irrigable de la Bou Namoussa sont le Glyphosate de la famille chimique organophosphoré et l'acide 2,4-dichloro-phénoxy-acétique noté le 2,4-D de la famille chimique organochloré. Pour les doses, nous avons retenu la dose agronomique (**Tableau 2**).

**Tableau 2 :** Doses d'herbicides utilisées dans l'expérimentation

Herbicide	Doses (mg/kg)
Glyphosate	0.5
2,4-D	0.66

## 2-5. Étude microbiologique des groupes fonctionnels sous l'effet des herbicides

Les traitements retenus pour l'identification et le dénombrement des groupes fonctionnels sont ceux de l'expérimentation de la minéralisation du carbone et de l'azote organique sous l'influence des herbicides : S1, S1h1d1, S1h1d2, S1h1d3, S1h2d1, S1h2d2, S1h2d3, S2, S2h1d1, S2h1d2, S2h1d3, S2h2d1, S2h2d2 et S2h2d3. L'influence des deux herbicides sur les groupes fonctionnels a été observée au bout de 60 jours. Les techniques utilisées faisant appel à des milieux liquides spécifiques, ensemencés par des suspensions-dilutions de terre [21]. A ces milieux liquides un substrat a été ajouté pour stimuler le développement des groupes de bactéries. Les échantillons de sol est d'abord broyé au mortier puis est mis en suspension dans de l'eau physiologiques stérile. C'est à partir de cette suspension que sont préparées des dilutions qui serviront à l'ensemencement des milieux de culture. Pour chaque dilution, on compte cinq tubes contenant un milieu de culture. La lecture des résultats consiste à compter, pour chaque dilution, le nombre de tubes où l'on trouve une croissance. On admet que la présence d'un germe viable dans l'inoculum est nécessaire et suffisante pour qu'il y ait croissance. La détermination du nombre le plus probable de germes est alors déduite du nombre de tubes positifs trouvé pour quelques dilutions consécutives selon les tables de Mac Crady. Les huit groupes fonctionnels suivants de bactéries ont été déterminés : germes cellulolytiques, germes amylolytiques, germes pectinolytiques, germes protéolytiques, ammonificateurs, ferments nitreux, ferments nitriques et dénitrificateurs. Les milieux de culture employés de même que les tests servant à déterminer la présence des bactéries sur ces milieux sont décrits dans les paragraphes qui suivent. Le milieu utilisé comprend une solution saline standard et une solution d'oligo-éléments composées comme suit (**Tableau 3**).

**Tableau 3 : Composition chimique des solutions**

Solution saline standard	Doses	Solution d'oligo-éléments	Doses
K <sub>2</sub> HPO <sub>4</sub>	5 g/L	K <sub>2</sub> MoO <sub>4</sub>	0,05 g/L
		Na <sub>2</sub> B <sub>4</sub> O <sub>7</sub>	0,05 g/L
		CdSO <sub>4</sub>	0,05 g/L
NaCl	2,5 g/L	CuSO <sub>4</sub>	0,05 g/L
		ZnSO <sub>4</sub>	0,05 g/L
Fe <sub>2</sub> SO <sub>4</sub>	0,05 g/L	MgSO <sub>4</sub>	0,05 g/L
		MnSO <sub>4</sub>	0,05 g/L
SO <sub>4</sub> (NH <sub>4</sub> ) <sub>2</sub>	0,05 g/L	perchlorure de fer	une goutte

La lecture des résultats se fait comme suit [8]. Le dénombrement des bactéries a été fait par la méthode du nombre le plus probable (NPN), à partir de la table de Mac Crady.

### 2-5-1. Les groupes fonctionnels cellulolytiques

Ces microorganismes se développent dans un milieu liquide où la principale source de carbone et d'énergie est constituée par une feuille de papier filtre riche en cellulose. Ce milieu se compose de 50 ml de solution Standard (solution de winograsay), 1 g de nitrate d'ammonium, 20 ml d'extrait de terre, 1 ml de solution d'oligo-éléments et de 1 litre d'eau distillée. La stérilisation des tubes se fait à l'autoclave à 120 °C pendant 20 mn. 1 mL de suspensions de sol 10<sup>-1</sup> à 10<sup>-6</sup> incubé pendant 04 semaines. Ce milieu est réparti dans les tubes à essai à raison de 8 ml par tube dans lesquels des bandes de papiers filtre (1 x 8) ont été mise en place. Si les groupes cellulolytiques sont actifs ils attaquent les feuilles de papiers filtre, test positif et le test négatif, si le contraire [21].

### **2-5-2. Les groupes fonctionnels amylolytique**

Dans le milieu électif des microflores amylolytiques la seule source de carbone et d'énergie est constituée par l'amidon. Le milieu de culture constitué de 50 mL de solution Standard (solution de winograosay) + 1.5 g d'amidon de riz + 1 g de nitrate d'ammonium + 20 mL d'extrait de terre + 1 mL de solution d'oligo-éléments + 1 litre d'eau distillés. La stérilisation des tubes se fait à l'autoclave à 120 °C pendant 20 mn. 1 mL de suspensions de sol  $10^{-1}$  à  $10^{-8}$  incubé pendant 04 semaines. La numération des bactéries amylolytiques se fait par la recherche de l'absence d'amidon ( $C_6H_8N_2O_5$ ), dans un milieu liquide auquel ce substrat a été ajouté comme source de carbone. La coloration du milieu se fait par la liqueur de GRAM. Nous avons noté quotidiennement pour chaque échantillon, le nombre de tubes positifs (+). L'activité des microflores amylolytiques est estimée en fonction du temps de révélation. Plus elle est élevée plus le temps de révélation est court [8]. La lecture des résultats se fait au moyen du Lugol. La couleur jaune indique la présence des groupes amylolytiques.

### **2-5-3. Les groupes fonctionnels Pectinolytiques**

Dans le milieu électif des germes Pectinolytiques ou la seule source de carbone et d'énergie est constituée par la pectine. Le milieu de culture constitué de 50 mL de solution Standard (solution de winograosay) + 1,5 g de pectine + 1 g de nitrate d'ammonium + 20 mL d'extrait de terre + 1 mL de solution d'oligoéléments + 1 litre d'eau distillés. La stérilisation des tubes se fait à l'autoclave à 120 °C pendant 20 mn. 1 mL de suspensions de sol  $10^{-1}$  à  $10^{-8}$  incubé pendant 04 semaines. Nous avons relevée quotidiennement pour chaque dilution, le nombre de tubes positifs (+), sachant que chaque tube (+) contient au moins un microorganisme ayant provoqué la réaction. Le dénombrement des bactéries a été réalisé par le protocole cité précédemment.

### **2-5-4. Les groupes fonctionnels Protéolytique**

Dans ce milieu de culture, la seule source protéine est la caséine. La répartition de ce milieu dans les tubes à essai est faite à raison de 10 mL dans chaque tube stérilisé à 110 °C. Après le refroidissement les dilutions allant de  $10^{-1}$  à  $10^{-8}$  sont inoculés avec 1 mL de suspension-dilution de terre. L'incubation des tubes se fait à 28 °C pendant 3 semaines.

### **2-5-5. Les groupes fonctionnels ammonificateur**

Un milieu liquide salin additionné d'asparagine  $C_4H_8N_2H_2O$  (acide aminé) comme seule source d'azote estensemencé avec les suspensions-dilutions de sol. Le milieu de culture constitué de : 50 ml de solution Standard + 0.5 g de d'asparagine + 1 g de carbonate de calcium + 1000 mL d'eau distillée. L'apparition d'ammoniaque, telle qu'indiquée par le réactif de Nessler révèle la présence de germes ammonificateurs. Les tubes positifs (+) sont des tubes qui donnent avec ce réactif une couleur jaune-orangée laquelle traduit la présence de l'azote ammoniacal dans le milieu. Les tubes négatifs restent incolores ou jaune-pale après ajout du réactif.

### **2-5-6. Les groupes fonctionnels nitreux**

Un milieu de culture liquide contenant de 50 ml de solution Standard + 0.5 g de sulfate d'ammonium + 1 g de carbonate de calcium + 1 L d'eau distillée, le mélange estensemencé avec les suspensions-dilutions de terre (28 °C pendant 21 jours d'incubation). Le réactif à la diphénylamine sulfurique révèle par une couleur bleue intense la présence de nitrites après l'ajoute 10 gouttes de  $H_2SO_4$  et 10 gouttes de ce réactif.

### 2-5-7. Les groupes fonctionnels nitriques

Un milieu de culture liquide contenant de 50 mL de solution Standard + 1 g de nitrite de sodium + 1 g de carbonate de calcium + 1 L d'eau distillée, le mélange estensemencé avec les suspensions-dilutions de terre. Après avoir, éliminé les nitrites en ajoutant de l'urée au milieu acide, la présence de nitrates est recherchée par l'addition du réactif à la diphénylamine sulfurique (28 °C pendant 21 jours d'incubation). Le réactif à la diphénylamine sulfurique révèle par une couleur bleue la présence de nitrates après l'ajoute 50 mg d'urée + 10 gouttes de H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> et 10 gouttes de ce réactif.

### 2-5-8. Dénitrificateurs

Un milieu liquide où l'azote est fourni sous forme de nitrates de potassium estensemencé avec des suspensions-dilutions de terre. Le milieu de culture constitué de 50 mL de solution Standard + 0.5 g de nitrates de potassium + 1 g de carbonate de calcium + 1000 mL d'eau distillée. On recherche dans ces tubes la présence de nitrates avec le réactif à la diphénylamine sulfurique, après avoir éliminé les nitrites qui ont pu se former. La présence de nitrates, après une période de 21 jours d'incubation, indique l'absence de dénitrificateurs.

## 3. Résultats et discussion

### 3-1. Effet des herbicides sur certains groupes fonctionnels du cycle de carbone

#### 3-1-1. Effet des herbicides sur les groupes fonctionnels cellulolytiques dans les sols

En milieu liquide, il est développé après une incubation de cinq semaines à 28°C, une population cellulolytiques de 9000 ufc/mL et 800 ufc/mL respectivement dans les deux systèmes témoins (S1 et S2) et (**Tableau 4**). L'effet du glyphosate va réduire ce nombre à 98 10<sup>2</sup> ufc/mL dans le sol (S1) et 17 10<sup>2</sup> ufc/mL dans le sol (S2). Cependant, l'action du 2.4-D va réduire la densité des microflores cellulolytiques et nous notons 700 ufc et 82 ufc/mL respectivement dans les échantillons S1H2D1, S2H2D1.

**Tableau 4 :** Influence des herbicides sur les groupes fonctionnels cellulolytiques dans les sols

Traitements	Nombre des germes cellulolytiques (ufc / mL)	Traitements	Nombre des germes cellulolytiques (ufc / mL)
S1	9 000	S2	800
S1H1D1	980	S2H1D1	170
S1H2D1	700	S2H2D1	82

Il en ressort que ces herbicides réduisent fortement les micropopulations cellulolytiques dans les deux sols et que le 2.4-D exerce un effet plus toxique sur ce groupe fonctionnel que le glyphosate ; il est connu que la cellulose est métabolisée dans le sol par des micro-organismes cellulolytiques aérobies et anaérobies très abondants [22, 23]. L'application de l'alachlore et du métolachlore réduit le nombre de micro-organismes cellulolytiques et en particulier les bactéries et leur capacité à dégrader les substrats cellulotiques [24]. En outre, par ailleurs, le nombre de microorganismes aérobies dégradantes de la cellulose et de la cellobiose ont réduit 100 fois sous l'effet de l'herbicide bentazone ou de MCPA (métabolite d'herbicide) dans les sols organiques [16]. L'effet du nicosulfuron provoque une diminution significative des populations au sein de ce groupe fonctionnel microbien [25, 26]. Une inhibition significative des bactéries cellulolytiques (de 38 et 68 %)

après l'application d'une combinaison de bromoxynil et de prosulfuron [27]. En outre, la présence de mélange de brominal (un herbicide) et profenofos (un insecticide) induit une réduction significative des champignons cellulolytiques [28]. Tout récemment, ils font ressortir que le nicosulfuron exerce un effet dépressif significatif sur les micro-organismes cellulolytiques dans les sols et ceux intervenant dans le cycle de phosphore [28].

**3-1-2. Effet des herbicides sur les groupes fonctionnels Pectinolytiques**

Les groupes fonctionnels des pectinolytiques dans les sols témoins S1 et S2 présentent des densités de  $514 \cdot 10^3$  et  $37 \cdot 10^3$  ufc/mL, et sont supérieurs à ceux des sols traités par les herbicides. Nous constatons dans les sols traités par le glyphosate (S1H1D1 et S2H1D1) les densités de  $94 \cdot 10^3$  et  $8.7 \cdot 10^3$  ufc/mL. Parallèlement, nous notons sous l'effet du 2.4-D, des densités de l'ordre de  $34 \cdot 10^3$  et  $1.2 \cdot 10^3$  ufc/mL respectivement dans le système S1H2D1 et dans le système S2H1D1 (**Tableau 5**). Ces groupes microbiens telluriques sont peu développés car ils ne trouvent pas les substrats facilement biodégradables, et ils sont soumis à l'effet toxique des herbicides.

**Tableau 5 : Effet de deux herbicides sur les groupes Pectinolytiques dans les deux sols**

traitements	nombre des germes Pectinolytiques (ufc / mL)	traitements	nombre des germes Pectinolytiques (ufc / mL)
S1	514 000	S2	37 000
S1H1D1	94 000	S2H1D1	8 700
S1H2D1	34 000	S2H2D1	1 200

H1 : glyphosate et H2 : 2.4-D

Les principes toxiques des herbicides inhibent ou réduisent la dégradation microbienne des composés des pectiques dans les sols, en agissant plus particulièrement sur certains enzymes telles que la pectinase, etc. Les effets néfastes des deux herbicides (2.4-D et Nicosulfuron) sur les groupes des Pectinolytiques ; ces produits causent l'altération des enzymes responsables telles que la  $\beta$ -glucosidase, la protéase, la pectinase et l'arabinases [30, 31]. Dans d'autre recherche, il est démontré que le glyphosate, le 2,4-D et metsulfuron-methyl affectent l'activité des enzymes produites par les microflores [32].

**3-1-3. Effet des herbicides sur les germes Amylolytiques**

Il ressort de l'étude des résultats (**Tableau 6**), que les densités moyennes des microflores amylytiques sont de 900 000 ufc/mL et 97 000 ufc/mL dans le sol de Beni ammar (S1) et de Maiz elbachir (S2) respectivement. Cependant, nous notons les densités de  $87 \cdot 10^3$  et  $8.2 \cdot 10^3$  ufc/mL dans le sol (S1) et le sol (S2) traité par le glyphosate. Alors que nous notons sous l'effet du 2.4-D les dénombrements de ce groupe démultiplié, le nombre de  $56 \cdot 10^3$  ufc/mL dans le système S1H2D1 et de  $2 \cdot 10^3$  ufc/mL dans le système S2H2D1 (**Tableau 6**). On remarque que l'effet des deux herbicides sur le processus d'amylyse, se traduit par une diminution des microorganismes amylytiques comparativement aux micropopulations des sols témoins.

**Tableau 6 : Effet les deux herbicides sur les groupes fonctionnels Amylolytiques dans les sols**

Traitements	nombre des germes Amylolytiques (ufc / mL)	traitements	nombre des germes Amylolytiques (ufc / mL)
S1	900 000	S2	97 000
S1H1D1	87 000	S2H1D1	8 200
S1H2D1	56 000	S2H2D1	2 000

Ainsi, ces microflores semblent subir une inhibition en présence de ces herbicides qui représentent un milieu défavorable à leur prolifération et par conséquent à la biodégradation de l'amidon en molécules simples. On peut dire aussi que ces herbicides bloquent la synthèse enzymatiques ( $\alpha$ -amylase et  $\beta$ -amylase) [33], qui se manifeste par une réduction progressive de l'activité amylolytique. A ce propos, on signale qu'un effet toxique de (4) quatre herbicides sur l'activité de quelques enzymes notamment les alfa et béta- amylases [34]. Aussi, il observe des effets négatifs sur les activités de ces communautés sous l'action du mesotrione (herbicide) [35]. L'action du glyphosate affecte la disparition de certain genre des actinomycètes et la production d'enzyme amylolytique, qui est élaboré par différents genres tels que *Streptomyces* ; *Nocardiopsis* et *Streptosporangium* [36, 37].

### 3-2. Effet des herbicides sur certains groupes fonctionnels intervenant dans le cycle d'azote

#### 3-2-1. Effet des herbicides sur les groupes fonctionnels Ammonificateurs

L'étude des microflores ammonifiantes dans les conditions expérimentales adoptées révéla que les densités des microorganismes contribuent l'ammonification sont de  $12 \cdot 10^6$  ufc/mL dans le sol S1 et  $87 \cdot 10^4$  ufc/mL dans le sol S2. Dans les systèmes sols-herbicides, nous enregistrons en revanche, les densités de  $900 \cdot 10^3$  ufc/ml et  $56 \cdot 10^3$  ufc/mL respectivement dans le système S1H1D1 et le système S2H1D1 (**Tableau 7**). Parallèlement, nous observons sous l'effet du 2.4-D les densités de  $400 \cdot 10^3$  germes/gss et de  $21 \cdot 10^3$  ufc/mL dans le sol S1 et le sol S2 respectivement (**Tableau 7**).

**Tableau 7 : Effet les deux herbicides sur les groupes Ammonificateurs dans les sols**

Traitements	Ammonificateurs (ufc / mL)	traitements	Ammonificateurs (ufc / mL)
S1	12 000 000	S2	870 000
S1H1D1	900 000	S2H1D1	56 000
S1H2D1	400 000	S2H2D1	21 000

Ces résultats montrent clairement un effet néfaste des deux herbicides à l'égard des microorganismes ammonificateurs. L'herbicide utilisé inhibe la croissance de certaines ammonificateurs tels que les bactéries (*Micrococcus*, *Pseudomonas*, *bacillus*) et les champignons (*Aspérgillus*), et plus que la dose de cet herbicide s'élevé et plus la diminution de ce groupe fonctionnel devient de plus en plus importante [38, 39]. Ainsi ; les herbicides utilisés peuvent influencer négativement sur le potentiel fonctionnel des microorganismes ammonificateurs lesquels perdent leurs capacités métaboliques [40].

#### 3-2-2. Effet des herbicides sur les groupes fonctionnels nitreux

Les ferments nitreux possèdent les plus élevée dans les deux sols témoins : 1500 ufc/mL dans le sol S1 et 568 ufc/mL dans le sol S2. Ces groupes microbiens sont cependant très inhibés par le glyphosate et le 2.4-D (**Tableau 8**). En effet, nous notons les densités de 980, 740, 230 et 90 ufc/mL respectivement dans les systèmes S1H1D1, S1H2D1, S2H1D1 et S2H2D1 (**Tableau 8**). L'influence du glyphosate sur la densité nitreuse est négative et nous enregistrons que l'effet du 2.4-D plus prononcé que le glyphosate, Ces résultats corroborent ceux de [41, 42]. Alors que dans d'autre travaux, il a été enregistré une baisse de la nitrification sous l'effet des herbicides [43, 44].

**Tableau 8 :** *Influence des herbicides sur les groupes fonctionnels nitreux dans les sols*

Traitements	Nombre des germes nitreux (ufc/mL)	Traitements	Nombre des germes nitreux (ufc/mL)
S1	1 500	S2	568
S1H1D1	980	S2H1D1	230
S1H2D1	740	S2H2D1	90

**3-2-3. Effet des herbicides sur les groupes fonctionnels nitrique**

Après quatre semaines d'incubation à 28 °C, nous constatons que les herbicides exercent des effets toxiques sur les ferments nitriques (**Tableau 9**). Cela se traduit par une réduction du nombre de microbiennes par rapport aux deux systèmes témoins (S1 et S2), dont les densités sont 32 000 et 87 000 ufc/mL respectivement. Aussi, nous enregistrons sous l'effet du glyphosate des densités de 9 000 ufc/mL et 1 200 ufc/mL respectivement dans le sol S1 et dans le sol S2. Parallèlement, nous notons de 7600 germes/ gs et 980 ufc/mL dans le sol S1 et dans le sol S2 sous l'effet du 2.4-D (**Tableau 9**).

**Tableau 9 :** *Influence des herbicides sur les groupes fonctionnels nitriques dans les sols*

Traitements	Nombre des germes nitrique (ufc / mL)	Traitements	Nombre des germes nitrique (ufc / mL)
S1	32 000	S2	8 700
S1H1D1	9 000	S2H1D1	1 200
S1H2D1	7 600	S2H2D1	980

Cet effet négatif a été observé quand ils ont étudié l'action du 2.4-diméthylpyrazole phosphate (DMPP) sur la nitrification, et sur la biomasse microbienne dans un sol agricole [28, 45]. D'autres recherches ont également rapporté des résultats similaires ; cet effet négatif observé se manifeste par l'inhibition des systèmes enzymatiques des bactéries nitrifiantes et entraîne une baisse de production de NO<sub>3</sub> [46, 47]. Les résultats suggèrent systématiquement des effets susceptibles de modifier considérablement la fonction biologique dans les sols exposés au glyphosate et à l'atrazine d'un côté et d'autre côté les herbicides à base de sulfonilurée provoquent une inhibition du cycle de N du sol (y compris la fixation biologique de N<sub>2</sub>, la minéralisation et la nitrification) dans les sols alcalins pauvre en matière organique [48, 49].

**3-2-4. Effet des herbicides sur les groupes fonctionnels dénitrificateurs**

La lecture des résultats après 21 jours d'incubation (**Tableau 10**), révèle une réduction de la croissance des germes dénitrificateurs à cause de deux herbicides dans les sols de Beni ammar (S1) et Maiz el bachir (S2). L'effet du glyphosate se traduit par les densités de 750 000 et 56 000 ufc/mL dans les sols S1 et S2. Tandis que, nous notons sous l'effet du 2.4-D, 230 000 et 21 300 ufc/mL respectivement dans les sols S1 argileux et S2 sableux. Ces résultats vont en droite ligne avec les études de [50], ce qui confirme l'affirmation de [51] qui dit que l'effet toxique des herbicides causé un dysfonctionnement de ces groupes microbiens ce qui traduit par une faible densité de ces germes. Ces résultats corroborent ceux de [52].

**Tableau 10 : Influence des herbicides sur les dénitrificateurs dans les sols**

Traitements	Nombre des germes dénitrificateurs (ufc / mL)	Traitements	Nombre des germes dénitrificateurs (ufc / mL)
S1	2 000 000	S2	430 000
S1H1D1	750 000	S2H1D1	56 000
S1H2D1	230 000	S2H2D1	21 300

### 3-2-5. Effet des herbicides sur les groupes fonctionnels Protéolytiques

Nous notons une diminution sous l'effet des herbicides du nombre de microorganismes dans le sol argileux S1 et sableux S2. Ainsi, les microflore Protéolytiques dénombrées sont plus élevées dans les sols non traités. Elles atteignent  $210 \cdot 10^3$  et  $32 \cdot 10^3$  ufc/mL respectivement dans le sol S1 et dans le sol S2. Cependant, nous notons sous l'effet du glyphosate des densités de  $61 \cdot 10^3$  et  $7.8 \cdot 10^3$  ufc/mL respectivement dans les systèmes S1H1D1 et S2H1D1 ; Néanmoins, le nombre de germes Protéolytiques enregistrés sous l'effet du 2.4-D est inférieur à celui noté avec l'herbicide H1. Nous enregistrons le nombre de  $43 \cdot 10^3$  ufc/mL dans le système S1H2D1 et  $2.1 \cdot 10^3$  ufc/mL dans le système S2H2D1 (**Tableau 11**).

**Tableau 11 : Influence des herbicides sur les catégories Protéolytiques dans les sols**

traitements	nombre des germes Protéolytiques (ufc / mL)	traitements	nombre des germes Protéolytiques (ufc / mL)
S1	210 000	S2	32 000
S1H1D1	61 000	S2H1D1	7 800
S1H2D1	43 000	S2H2D1	2 100

A ce propos, des recherches ont montré que l'utilisation d'herbicides à base de triazine diminué le nombre des protéolytiques, mais au cours de nombreuses années successives, ils ont constaté une augmentation de ces micro-organismes protéolytiques résistants [53]. Aussi, dans leurs études d'incubation en laboratoire une inhibition des bactéries protéolytiques (réduction de 7,85 % contre le contrôle) par le pyrazosulfuron-éthyle [54]. Cependant, il montre une stimulation de l'activité de la  $\beta$ -glucosidase et de la protéase sous l'effet du nicosulfuron dans un sol limoneux [55].

## 4. Conclusion

L'objectif de notre travail d'étudier l'effet des pollutions des sols par deux herbicides (le glyphosate et 2.4-D) et d'examiner l'influence de ces produits sur la croissance et la densité microbiennes de différentes groupes fonctionnels. Pour ce qui est de l'effet sur ces groupes fonctionnels, les résultats obtenus révèlent une variabilité significative des microflore participe au processus microbiens (C et N) dans les différents systèmes expérimentaux des sols. Concernant les interactions microflore-herbicides, il ressort globalement de cette investigation une influence nocif vis-à-vis certains groupes fonctionnels responsable de la minéralisation du carbone dans les deux systèmes expérimentaux. Cet effet s'est traduit en conséquence par une diminution des groupes fonctionnels cellulolytiques, pectinolytiques, amylolytiques. En outre, il y a noté une inhibition croissante de certain l'activité microbienne intervenant dans le cycle d'azote. Ces effets se sont expliqués par une diminution de la densité des groupes microbienne ammonificateurs, nitreux, nitrificateurs et dénitrificateurs. On conclure aussi que l'herbicide 2.4-D exerce une action plus toxique que celle du glyphosate à l'égard de ces groupes dans les deux sols. Aussi, il y a lieu de signaler que les microflore du sol 2 (sol sableux) sont manifeste une plus grande sensibilité à l'égard de ces herbicides que celle de sol S1.

## Références

- [1] - L. BEROVA, *Bulgarian Journal Of Plant Physiology*, 28 (2) (2002) 75 - 84
- [2] - M. BOUZIANI, L'usage immodéré des pesticides. De graves conséquences sanitaires. Le guide de la médecine et de la santé. *Santémaghreb*, (2007)
- [3] - O. BORDJIBA et A. KETIF, *European Journal of Scientific Research*, 36 (2) (2009) 260 - 268
- [4] - J. ZHANG, W. LAN, C. QIAO, H. JIANG, A. MULCHANDANI et W. CHEN, *Biotechnology Progress*, 20 (2004) 1567 - 1571
- [5] - M. GAVRILESCU, *Engineering in Life Sciences*, 5 (6) (2005) 497 - 526
- [6] - A. SCHIEWECK, W. DELIUS, N. SIWINSKI, W. VOGTENRATH, C. GENNING et T. SALTHAMMER, *Atmospheric Environment*, 41 (4) (2007) 3266 - 3275
- [7] - P. DAVET, *édition QUAE, Amazon France*, (1996) 384 p.
- [8] - P. ROGER et J. L. GARCIA, *Cahier O.R.S.T.O.M.*, (1993) 193 p.
- [9] - J. METTING, *Éditeur : Marcel Dekker, New York*, (1992) 646 p.
- [10] - E. A. PAUL et F. E. CLARK, *Soil Microbiology and Biochemistry. Acad. Press Inc. San Diego*, (1989) 273 p.
- [11] - R. CHAUSSOD, La qualité biologique des sols : évaluation et implication. Etude et Gestion des Sols, *INRA*, 3 (4) (1996) 261 - 278
- [12] - P. MADER, A. FLIEBBACH, D. DUBOIS, L. GUNST, P. FRIED, U. NIGGLI, *Soil Fertility and Biodiversity in Organic Farming Science*, 296 (31) (2002) 1694 - 1697
- [13] - B. OUATTARA, P. W. SAVADOGO, O. TRAORE, B. KOULIBALY, M. P. SEDOGO et A. S. TRAORE, *Cameroon Journal of Experimental Biology*, 06 (01) (2010) 11 - 20
- [14] - R. GROS, Fonctionnement et qualité des sols soumis à des perturbations physiques et chimiques d'origines anthropiques : réponses du sol, de la flore et de la microflore bactérienne tellurique. Thèse Ecologie, Environnement. Université de Savoie, (2002) 210 p.
- [15] - L. GHINEA, M. IANCU, M. TURCU et G. STEFANIC, *Romanian Agricultural Research*, 9-10 (1998) 55 - 60
- [16] - S. SCHELLENBERGER, H. L. DRAKE et S. KOLB, *FEMS Microbiology Letters*, 327 (2012) 60 - 65
- [17] - T. MERDACI, Le périmètre irrigué de la Bounamousa historique-vocation et contraintes de l'irrigation (document dans le cadre de l'aménagement rural) *D.S.A. El Tarf*, (2000) 15 p.
- [18] - R. CHELOUFI, Etude expérimentale du fonctionnement biologique du sol sous l'effet d'herbicides dans le périmètre irrigable de la Bou Namoussa, Thèse de doctorat Université Chadli Bendjedid - d'El-Tarf Faculté des sciences de la nature et de la vie, (2019) 309 p.
- [19] - C. MATHIEU et F. PIETHIEU, *TEC et DOC*, (2003) 386 p.
- [20] - G. CALVET et VILLEMIN, *Ed. SCPA*, (1986) 25 p.
- [21] - J. POCHON et P. TARDIEUX, *Ed de la Tourelle, DL, Vol. 1*, (1962) 111 p.
- [22] - S. SCHELLENBERGER, S. KOLB et H. L. DRAKE, *Environ Microbiol*, 12 (3) (2010) 845 - 861
- [23] - S. SCHELLENBERGER, S. KOLB et H. L. DRAKE, *Appl Environ Microbiol*, 77 (13) (2011) 6043 - 6048
- [24] - I. B. SAHID and M. Y. YAP, *Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology*, 52 (1) (1994) 61 - 68
- [25] - L. GHINEA, M. IANCU, M. TURCU et G. STEFANIC, *Romanian Agricultural Research*, 9 (10) (1998) 55 - 60
- [26] - L. RADIVOJEVIC, J. SANTRIC et R. STANKOVIC-KALEZIC, *Acta herbologica*, 16 (4) (2007) 85 - 94
- [27] - M. E. PAMPULHA, A. OLIVEIRA, *Current Microbiology*, 53 (1) (2006) 238 - 243
- [28] - S. A. OMAR et M. A. ABDEL-SATER, *Water, Air and Soil Pollution*, 127 (2001) 49 - 63
- [29] - R. BERLEMONT, S. D. ALLISON, C. WEIHE, Y LU, E. L. BRODIE, J. B. H MARTINY et A. C. MARTINY. *Frontiers in Microbiology*, 639 (5) (2014) 6395 - 6408

- [30] - C. M. YEAGER, L. V. GALLEGOS-GRAVES, JOHN DUNBAR, C. N. HESSE, H. DALIGAULT, C. R. KUSKE, *Applied and Environmental Microbiology*, 83 (6) (2017) 1 - 19
- [31] - L. ŠANTRIC, L. RADIVOJEVIC, J. GAJICUMILJENDIC, R. ĐUROVIC-PEJCEV et M. SARIC-KRSMANOVIC, *Journal Pesticides and Phytomedicine*, 29 (3) (2014) 213 - 219
- [32] - M. C. ZABALOY, J. L. GARLAND et M. A. GOMEZ, *Applied Soil Ecology*, 40 (3) (2008) 12 p.
- [33] - H. FENGHOUR, A. LADJAMA, Z. TAIBI, *technologies avancees*, 14 (3) (2002) 1 - 6
- [34] - A. SOFO, A. SCOPA, S. DUMONTET, A. MAZZATURA et V. PASQUALE, *Journal of Environmental Science and Health*, 47 (2012) 653 - 659
- [35] - O. CROUZET, I. BATISSON, P. BESSE-HOGGAN, F. BONNEMOY, C. BARDOT, F. POLY, J. BOHATIER et C. MALLET, *Soil Biology and Biochemistry*, 42 (6) (2010) 193 - 202
- [36] - S. CHAKRABORTY, T. BHATTACHARYA, T. N. PATEL and K. K. TIWARI, *Journal of Environmental Biology*, 31 (3) (2010) 293 - 296
- [37] - T. L. M. STAMFORD, N. P. STAMFORDL, C. B. B. COELHO, J. MARAUJO, *Bioresource Technology*, 76 (2) (2001) 137 - 141
- [38] - J. KUCHARKI, M. BACAMAGA, J. WYSZKOWSKA, *Journal of Elementology*, 14 (3) (2009) 477 - 487
- [39] - A. WOLINSKA, A. SZAFRANEK-NAKONIECZNA et A. BANACH, *SpringerPlus*, 565 (5) (2016) 13 p.
- [40] - J. WYSZKOWSKA, E. BOROS, J. KUCHARSKI, *Polish Journal of Natural Sciences*, 22 (3) (2005) 383 - 394
- [41] - M. CYCON and Z PIOTROWSKA-SEGET, *Polish J. Ecol.*, 55 (3) (2007) 207 - 220
- [42] - S. NONGTHOMBAM, H. NAYEK and A. C. DAS, *Journal of Crop And Weed*, 5 (1) (2009) 206 - 212
- [43] - I. B. PASMIONKA, K BULSKI, P HERBUT, E BOLIGLOWA, F M. C. VIEIRA, G BONASSA, M BORTOLI and M. CELANT DE PRA, *Energies*, 14 (17) (2021) 5329 - 5349
- [44] - L. PAAVOLAINEN, V. KITUNEN and A. SMOLANDER. *Plant and Soil*, 205 (2) (1998) 147 - 154
- [45] - R. CHELOUFI, H. MESSAADIA et H. ALAYAT, *Revue des BioRessources*, 7 (1) (2017b) 92 - 106
- [46] - S. I. BHUYAN, O. P. TRIPATHI et M. L. KHAN, *International Journal of Environmental Science and Technology*, 5 (1) (2014) 88 - 97
- [47] - R. PASHAEI, P. ZAHEDIPOUR-SHESHGLANI, R. DZINGELEVICIENE, S. ABBASI and R. M. REES, *Environ Monit Assess*, 194 (2) (2022) 105 - 125
- [48] - JB. ZHANG, TB. ZHU, TZ. MENG, YC. ZHANG, JJ. YANG, WY. YANG, C. MÜLLER, *Soil Biol Biochem*, 62 (2013) 107 - 114
- [49] - T. MICHAEL, R. TIMOTHY, A. CRAIG, J. TERRY, V. TONY, K. STEPHEN, R. IVAN, S. RAI, V. LUKAS, *Advances in Agronomy*, 136 (11) (2016) 133 - 220
- [50] - E. WIELGOSZ, K. JOZWIAKOWSKI, E. J. BIELINSKA, *Teka Kom Ochr Kszt Środ Przyr*, 7 (2) (2010) 446 - 456
- [51] - P. I. XU, M. WANG, X. XIE, X. SHI, S. XU, W. SUN, Y. SHI, Q. YU, J. PAN, X. LI, Y. TIAN, Y. ZHU, X. ZHAO, *CATENA*, 207 (12) (2021) 1 - 13
- [52] - C. ZOUA, Y. LIA, W. HUANGA, G. ZHAOA, G. PUA, J. SUA, M. S. COYNEC, Y. CHENA, L. WANGB, X. HUA and Y. JINA, *Geoderma journal*, 325 (9) (2018) 49 - 58
- [53] - P. C. LATHA et H. GOPAL, *International Journal of Plant Protection*, 3 (12) (2010) 83 - 88
- [54] - J. YU, J. ZHANG, X. ZHENG, Y. ZHANG, D. CHEN, H. DING, *Soil and tillage research*, 215 (10) (2022) 205 - 231
- [55] - B. BOJOVIC and A. MARKOVIC, *Kragujevac J. Sci.*, 31 (12) (2009) 69 - 74