



République Algérienne Démocratique et populaire
Ministre de l'Enseignement supérieur et de la Recherche Scientifique
Université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou
Faculté des Sciences Biologiques et Sciences Agronomiques
Département des Sciences Biologiques

MÉMOIRE DE FIN D'ÉTUDE

En vue de l'obtention du diplôme de Master en Biologie

Spécialité : Biodiversité et Environnement

THÈME

**Contribution à l'étude de l'influence d'un
herbicide, le Glyphosate et d'un fongicide, le
Mancozèbe, sur la germination, la croissance et la
physiologie de deux céréales : *Hordeum vulgare* L.
et *Avena sativa* L.**

Présentée par : M^{elle} AMGHAR Dyhia

Le Jury :

Présidente : Mlle HANNACHI L. Maîtres de conférences A U.M.M.T.O

Promotrice : Melle DAOUDI H. Maître de conférences B U.M.M.T.O

Examineur : Mr OUDJIANE A. Maître assistant A U.M.M.T.O



Promotion 2018-2019

Remerciements

Avant tout je remercie **ALLAH** le tout puissant de m'avoir accordé la force, la santé et les moyens afin de pouvoir accomplir ce modeste travail.

C'est avec beaucoup de gratitude que je remercie ma promotrice **M^{lle} DAOUDI** pour m'avoir encadré. En plus de ses qualités scientifiques, j'ai découvert une personne profondément humaine qui se bat pour ses idées sans jamais renoncer. Je suis fière d'avoir été son étudiante. Qu'elle trouve ici l'expression de ma profonde gratitude pour m'avoir guidé tout au long de ce travail.

Je remercie vivement les membres du jury qui ont accepté d'évaluer ce travail. Merci à **Mlle Hannachi L.** qui m'a honoré d'avoir accepté de présider le jury. Je tiens à remercier également **Mr Oudjiane A.** qui a accepté d'examiner ce travail.

J'adresse mes remerciements à tous mes enseignants. J'ai grandement apprécié votre soutien, votre implication et votre expérience, tout au long de mon cursus universitaire.

Un grand merci à mes camarades de promotion, notamment à **Safia, lilia** et **naima** ainsi qu'à toute personne qui a aidé de près ou de loin à la réalisation de ce travail.

Je ne saurais oublier les membres de ma famille pour leurs sacrifices et leur soutien. Qu'ils trouvent ici l'expression de ma profonde affection.

Dédicace

Je dédie ce modeste travail

A ma chère maman

Puisse dieu le tout puissant, te préserver et t'accorder

Santé, longue vie et bonheur.

A mon cher papa

Puisse dieu, le tout puissant, t'avoir en sainte miséricorde

A mon cher frère et fiancé

Que dieu vous gardent pour moi

A toute la famille AMGHAR et ALGANI

A toutes mes amies et camarades



Dyhia

Liste des tableaux

Tableau 1 : Classification des pesticides.

Tableau 2 : Classification et mode d'action des fongicides.

Tableau 3 : Classification des herbicides et mode d'action.

Tableau 4 : Classification de l'Avoine et de l'Orge.

Tableau 5 : Les maladies de l'Avoine.

Tableau 6 : Les maladies de l'Orge.

Tableau 7. Taux de germination d' *H. vulgare* et d'*A. sativa*, témoin et traitées, en boîtes de Pétri au Glyphosate et au Mancozèbe aux doses prescrites (G1 et M1) et aux doubles des doses prescrites (G2 et M2).

Tableau 8 : Récapitulatif des effets observés du Glyphosate et du Mancozèbe chez l'Avoine et l'Orge en boîtes de Pétri.

Tableau 9 : pH et Conductivité électrique du sol utilisé.

Tableau 10. Taux de levée d' *H. vulgare*, témoin et traitées sur substrat au Glyphosate (G1 et G2), au Mancozèbe (M1 et M2) au cours du temps (Jours).

Tableau 11 : Récapitulatif des effets du Glyphosate et du Mancozèbe sur l'Orge, sur substrat.

Liste des figures

Figure 1. Schéma du dispositif expérimental.

Figure 2. Courbe Etalon du Glucose.

Figure 3. Evolution des taux germination d'*A. sativa*, témoin et traitées, dans les boites de Pétri au Glyphosate et au Mancozèbe aux doses prescrites (G1 et M1) et aux doubles des doses prescrites (G2 et M2), au cours du temps.

Figure 4. Evolution des taux de germination d'*H. vulgare*, témoin et traitées, dans les boites de Pétri au Glyphosate et au Mancozèbe aux doses prescrites (G1 et M1) et aux doubles des doses prescrites (G2 et M2), au cours du temps.

Figure 5. Taux germination d'*A. sativa*, témoin et traitées, dans les boites de Pétri, au Glyphosate et au Mancozèbe aux doses prescrites (G1 et M1) et aux doubles des doses prescrites (G2 et M2), après 20 jours de la mise en germination.

Figure 6. Taux de germination d'*H. vulgare*, témoin et traitées, dans les boites de Pétri, au Glyphosate et au Mancozèbe aux doses prescrites (G1 et M1) et aux doubles des doses prescrites (G2 et M2), après 20 jours de la mise en germination.

Figure 7. Plantules (a) d'Avoine et (b) d'Orge témoin et traitées, dans les boites de Pétri, au Glyphosate et au Mancozèbe aux doses prescrites (G1 et M1) et aux doubles des doses prescrites (G2 et M2), après 20 jours de la mise en germination.

Figure 8. Teneur en eau des plantules d'*A. sativa*, témoin et traitées, dans les boites de Pétri, au Glyphosate et au Mancozèbe aux doses prescrites (G1 et M1) et aux doubles des doses prescrites (G2 et M2), après 20 jours de la mise en germination.

Figure 9. Teneur en eau des plantules d'*H. vulgare*, témoin et traitées, dans les boites de Pétri, au Glyphosate et au Mancozèbe aux doses prescrites (G1 et M1) et aux doubles des doses prescrites (G2 et M2), après 20 jours de la mise en germination.

Figure 10. Poids sec des plantules d'*A. sativa*, témoin et traitées, dans les boites de Pétri, au Glyphosate et au Mancozèbe aux doses prescrites (G1 et M1) et aux doubles des doses prescrites (G2 et M2), après 20 jours de la mise en germination.

Figure 11. Poids sec des plantules d'*H. vulgare*, témoin et traitées, dans les boites de Pétri, au Glyphosate et au Mancozèbe aux doses prescrites (G1 et M1) et aux doubles des doses prescrites (G2 et M2), après 20 jours de la mise en germination.

Figure 12. Evolution des taux de levée d'*H. vulgare*, témoin et traitées sur substrat au Glyphosate et au Mancozèbe aux doses prescrites (G1 et M1) et aux doubles des doses prescrites (G2 et M2), au cours du temps.

Figure 13 . Taux de levée d'*H.vulgare*, témoin et traitées sur substrat au Glyphosate et au Mancozèbe aux doses prescrites (G1 et M1) et aux doubles des doses prescrites (G2 et M2), après 37 jours.

Figure 14 . Teneur en eau des feuilles d'*H. vulgare*, témoin et traitées sur substrat au Glyphosate et au Mancozèbe aux doses prescrites (G1 et M1) et aux doubles des doses prescrites (G2 et M2), deux mois après le semis.

Figure 15 . Teneur en eau du système aérien des plantules d'*H. vulgare*, témoin et traitées sur substrat au Glyphosate et au Mancozèbe aux doses prescrites (G1 et M1) et aux doubles des doses prescrites (G2 et M2), deux mois après le semis.

Figure 16 . Teneur en eau du système racinaire des plantules d'*H.vulgare*, témoin et traitées sur substrat au Glyphosate et au Mancozèbe aux doses prescrites (G1 et M1) et aux doubles des doses prescrites (G2 et M2), deux mois après le semis.

Figure 17. Poids sec du système aérien des plantules d'*H. vulgare*, témoin et traitées sur substrat au Glyphosate et au Mancozèbe aux doses prescrites (G1 et M1) et aux doubles des doses prescrites (G2 et M2), deux mois après le semis.

Figure 18. Plants d'*H. Vulgare*, témoin et traités sur substrat au Glyphosate et au Mancozèbe aux doses prescrites (G1 et M1) et aux doubles des doses prescrites (G2 et M2), après deux mois du semis.

Figure 19. Poids sec moyen d'une feuille d'*H. vulgare*, témoin et traitées sur substrat au Glyphosate et au Mancozèbe aux doses prescrites (G1 et M1) et aux doubles des doses prescrites (G2 et M2), deux mois après le semis.

Figure 20. Poids sec du système racinaire des plantules d'*H. vulgare*, témoin et traitées sur substrat au Glyphosate et au Mancozèbe aux doses prescrites (G1 et M1) et aux doubles des doses prescrites (G2 et M2), deux mois après le semis.

Figure 21. Système racinaire d'*H. vulgare*, témoin, à développement important occupant tout le substrat, après deux mois de semis.

Figure 22. Nombre d'épis chez les plantules d'*H. vulgare*, témoin et traitées sur substrat au Glyphosate et au Mancozèbe aux doses prescrites (G1 et M1) et aux doubles des doses prescrites (G2 et M2), après deux mois du semis.

Figure 23. Epis d'*H. vulgare* chez les plants témoin **a** et traitées sur substrat au Glyphosate à la dose prescrite G1**b** et à la double de la dose prescrite G2**c**.

Figure 24 .Teneurs, en chlorophylles (**a**) des feuilles d'*H. vulgare* témoin et traitées sur substrat au Glyphosate et au Mancozèbe aux doses prescrites (G1 et M1) et aux doubles des doses prescrites (G2 et M2), deux mois après le semis.

Figure 25.Teneurs en chlorophylles (**b**) des feuilles d'*H. vulgare* témoin et traitées sur substrat au Glyphosate et au Mancozèbe aux doses prescrites (G1 et M1) et aux doubles des doses prescrites (G2 et M2), deux mois après le semis.

Figure 26 .Teneur en chlorophylles totales (a+b) des feuilles d'*H.vulgare* témoin et traitées sur substrat au Glyphosate et au Mancozèbe aux doses prescrites (G1 et M1) et aux doubles des doses prescrites (G2 et M2), deux mois après le semis.

Figure 27 .Teneur en caroténoïdes des feuilles d'*H.vulgare* témoin et traitées sur substrat au Glyphosate et au Mancozèbe aux doses prescrites (G1 et M1) et aux doubles des doses prescrites (G2 et M2), deux mois après le semis.

Figure28.Teneurs en sucres solubles des feuilles d'*H.vulgare*, témoin et traitées sur substrat au Glyphosate et au Mancozèbe aux doses prescrites (G1 et M1) et aux doubles des doses prescrites (G2 et M2), deux mois après le semis.

Figure 29.Taux de mortalité d'*H. vulgare*, témoin et traitées sur substrat au Glyphosate et au Mancozèbe aux doses prescrites (G1 et M1) et aux doubles des doses prescrites (G2 et M2), deux mois après le semis.

Sommaire

Introduction	1
Partie 1 : Synthèse bibliographique	
1. Les pesticides	
1.1. Définition des pesticides.....	3
1.2. Classification des pesticides.....	3
1.3. Les Fongicides	4
1.3.1.Définition des fongicides.....	4
1.3.2..Classification des fongicides.....	4
1.3.2.1. Classification en fonction du site d'action.....	4
1.3.2.2.Classification en fonction des modes d'action sur les champignons.....	5
1.3.3. Modes d'action des fongicides.....	5
1.3.4.Présentation du Mancozèbe	6
1.4. Les Herbicides	6
1.4.1. Définition des herbicides.....	6
1.4.2. Classification des herbicides	6
1.4.2.1. Les Herbicides sélectifs	6
1.4.2.2.Les herbicides totaux	6
1.4.3. Les Modes d'action des herbicides	7
1.4.3.1.Modes d'action des herbicides appliqués au niveau foliaire	7
1.4.3.2. Les modes d'action des herbicides appliqués au niveau du sol	7
1.4.4. Présentation du Glyphosate	8
1.5. Effets des pesticides	9
1.5.1. Effets sur la santé humaine	9
1.5.2. Effets sur le sol	9

1.5.3. Effets sur les végétaux	10
1.5.4. Effet sur les animaux	10
2. Présentation des espèces étudiées :Avoine et Orge.....	11
2.1. Classification de l’Avoine etl’Orge	11
2.2. Caractéristiques botaniques	12
2.2.1. L’avoine	12
2.2.2. L’orge	12
2.3. Les exigences culturelles	13
2.3.1. L’Avoine.....	13
2.3.2. L’Orge.....	13
2.4. Les maladies de l’Avoine et de l’Orge	13
Partie 2 : Matériels et méthodes	
1. Matériels	16
1.1. Provenances des graines	16
1.2. Les pesticides utilisés	16
2. Méthodes	16
2.1. Etude de l’influence du glyphosate et du mancozèbe sur l’Orge et l’Avoine en boites de Pétri	16
2.1.1. Préparation des solutions de pesticides	16
2.1.2. Mise en germination	16
2.1.3. Détermination des taux de germination	17
2.1.4. Détermination de la teneur en eau des plantules	18
2.1.5. Evaluation de la croissance des plantules	18
2.2. Etude de l’influence du glyphosate et du mancozèbe sur l’Orge sur Substrat	18
2.2.1. Provenance du substrat utilisé	18
2.2.2. Etude des caractéristiques du substrat utilisé	18
2.2.2.1. Mesure du pH	18
2.2.2.2. Mesure de la conductivité électrique	19

2.2.3. Préparation des solutions de pesticides	19
2.2.4. Le traitement pesticide	19
2.2.5. Le semis	21
2.2.6. Détermination des taux de levée	21
2.2.7. Détermination de la teneur en eau des plantules	21
2.2.8. Evaluation de la croissance	21
2.2.8.1. Evaluation de la croissance des plantules	21
2.2.8.2. Le Nombre d'épis	21
2.2.9. Evaluation des paramètres biochimiques	21
2.2.9.1. Détermination des teneurs en pigments (chlorophylles et des Caroténoïdes)	21
2.2.9.2. Détermination des teneurs en sucres solubles	22
2.2.9.3. Détermination des taux de mortalités	23
3. Analyse statistique	23

Partie 3 : Résultats et discussion

1. Influence du Glyphosate et du Mancozèbe sur l'Avoine et l'Orge sur boites de Pétr.....	24
1.1. Effet sur le taux de germination	24
1.2. Effet sur la teneur en eau des plantules	27
1.3. Effet sur la croissance des plantules	28
1.4. Récapitulation des effets du Glyphosate et du Mancozèbe chez l'Avoine et l'Orge en boites de Pétri	30
2. Influence du Glyphosate et du Mancozèbe sur l'Orge cultivé sur Substrat	31
2.1. Caractéristiques du substrat utilisé	31
2.2. Effet sur le taux de levée	31
2.3. Effet sur la teneur en eau.....	33
2.3.1. Effet sur la teneur en eau des feuilles.....	33
2.3.2. Effet sur la teneur en eau du système aérien	33
2.3.3. Effet sur la teneur en eau du système racinaire.....	34
2.4. Effet sur la croissance.....	35

2.4.1. Effet sur le poids sec système aérien.....	35
2.4.2. Effet sur le poids sec moyen d'une feuille.....	36
2.4.3. Effet sur le poids sec du système racinaire.....	37
2.4.4. Effet sur le nombre d'épis.....	39
2.5. Influence sur les paramètres biochimiques.....	40
2.5.1. Effet sur les teneurs en pigments.....	40
2.5.1.1. Effet sur la teneur en chlorophylle (a).....	40
2.5.1.2. Effet sur la teneur en chlorophylle (b)	40
2.5.1.3. Effet sur la teneur en chlorophylles totales (a+b).....	41
2.5.1.4. Effet sur la teneur en Caroténoïdes.....	42
2.5.1.5. Effet sur les teneurs en sucres solubles.....	42
2.6. Influence sur le taux de mortalité.....	43
2.7. Récapitulation des effets du Glyphosate et du Mancozèbe sur l'Orge sur substrat	44
3. Discussion	45
Conclusion générale	47
Références bibliographiques	
Annexes	

Introduction Générale

Les céréales et leurs dérivées constituent l'alimentation de base dans beaucoup de pays en développement (Djermoun, 2009). En Algérie, les produits céréaliers occupent une place stratégique dans le système alimentaire et dans l'économie nationale (Djermoun, 2009).

Comme les productions ne permettent pas de satisfaire les besoins de la population mondiale, les agriculteurs ont recours à l'intensification de ces cultures céréalières et à l'application de quantités énormes de pesticides (Calvet *et al.*, 2005 ; Hervieu *et al.*, 2006).

Le terme pesticide englobe un large éventail de composés, y compris les insecticides, les fongicides, les herbicides, les rodenticides, les molluscicides, les nématicides, les régulateurs de croissance de synthèse des plantes et autres (Aktar *et al.*, 2009).

Les pesticides sont destinés à protéger les plantes cultivées et les produits récoltés des attaques de champignons parasites, d'insectes, d'acariens, de rongeurs ou encore à détruire les adventices ou "mauvaises herbes" (Aubertot *et al.*, 2005). Ils sont utilisés contre des organismes nuisibles, mais ils entrent également dans le système non ciblé et ont un impact substantiel sur l'écosystème, allant de l'intoxication générale aux effets cancérogènes (Walia *et al.*, 2014). En effet, après application, les pesticides subissent plusieurs mécanismes de transport qui leur permettent de quitter la parcelle ciblée et de contaminer différents compartiments de l'environnement (Mirsal, 2008).

Ainsi, les pesticides, malgré les avantages qu'ils offrent, telle que l'augmentation des rendements agricoles, présentent de nombreux inconvénients et constituent un danger pour les organismes exposés (Mirsal, 2008).

Les dommages engendrés sur les plantes par ces traitements, peuvent se manifester par des marques visibles sur la germination et un ralentissement de la croissance. Ils peuvent également perturber l'activité biochimique en particulier la synthèse des glucides et des acides aminés (Borjiba et Ketif, 2009).

Parmi les espèces de céréales cultivées présentant des intérêts économique et écologique l'Avoine et l'Orge.

L'Avoine cultivée (*Avena sativa*) est une plante du bassin méditerranéen. C'est une espèce fourragère d'une grande qualité nutritive (Husson *et al.*, 2012). Elle est même considérée comme une excellente plante nettoiyante, qui permet de contrôler un grand nombre d'adventices grâce à ses facultés allélopathiques très marquées. Même les cultures installées sur résidus d'avoine peuvent généralement être conduites sans utilisation d'herbicides (Husson *et al.*, 2012).

L'Orge (*Hordeum vulgare*) est l'une des céréales les plus importantes dans le monde, se situant au quatrième rang des céréales pour la production de grains. C'est une espèce, à la fois fourragère et alimentaire. En effet, elle offre l'avantage de pouvoir être menée en double exploitation : première récolte en vert (pâturage ou fauche), suivie d'une récolte en grains. L'espèce est ainsi susceptible de contribuer à l'accroissement des ressources fourragères, particulièrement dans les zones semi arides, où elle montre une meilleure adaptation que les

autres céréales. Dans le bassin méditerranéen, par exemple, l'orge joue un rôle important dans l'alimentation animale en période hivernale lorsque le déficit fourrager est grand (Khaldoun, 1989).

L'Algérie est classée parmi les pays les plus utilisateurs de pesticides dans le monde ; environ 400 produits phytosanitaires ont été homologués, et une quarantaine d'entre eux sont largement utilisés par les agriculteurs. De plus, souvent, les doses recommandées par les fabricants ne sont pas respectées (Anonyme, 2005).

L'Avoine et l'Orge, étant concernées par de nombreuses maladies et afin d'assurer des rendements importants, sont ciblées par de nombreux pesticides, essentiellement herbicides et fongicides (Djermoun, 2009). Elles peuvent également être installées sur des sols préalablement contaminés par d'anciennes cultures.

L'objectif de notre mémoire est de comprendre les comportements de ces deux espèces face aux pesticides auxquels elles sont exposées. Pour cela, nous nous sommes intéressées aux conséquences de l'utilisation de deux pesticides utilisés en Algérie : un herbicide, le Glyphosate, qui est actuellement très contesté dans le monde, et un fongicide, le Mancozèbe, aux doses prescrites et aux doubles des doses prescrites afin d'évaluer l'effet d'une éventuelle accumulation de ces deux pesticides dans les sols.

L'influence du Glyphosate et du Mancozèbe a été étudiée en boîtes de Pétri pour l'Avoine et l'Orge et sur substrat pour l'Orge par la mesure de différents paramètres : taux de germination ou de levée, des paramètres morphologiques (biomasses sèches des feuilles, systèmes racinaire et aérien et des plantules) et des paramètres biochimiques (teneur en eau des plantules, teneurs en pigments et sucres solubles).

Ce travail se divise en trois parties :

- la première partie est consacrée aux données bibliographiques sur les pesticides (essentiellement les fongicides et les herbicides) et les deux céréales étudiées (Avoine et Orge).
- la seconde décrit le matériel et les méthodes utilisés.
- la troisième partie est une présentation des résultats obtenus suivie d'une discussion

Enfin, ce mémoire se termine par une conclusion générale et des perspectives.

Chapitre 1 :

Synthèse bibliographique



1. Les pesticides :

1.1. Définition :

Le terme pesticide désigne les substances naturelles ou de synthèse utilisées pour la prévention, le contrôle ou l'élimination d'organismes jugés indésirables, qu'il s'agisse de plantes, d'animaux, de champignons ou de bactéries (Foubert *et al.*, 2012).

Autrement dit, un pesticide est une substance ou un mélange de substances utilisées pour tuer un parasite. Il peut être un produit chimique, biologique (tel qu'un virus ou des bactéries), antimicrobien, désinfectant ou dispositif utilisé contre tout parasite (Agrawal et Sharma, 2010). Selon Calvet *et al.* (2005), les pesticides sont utilisés dans plusieurs domaines d'activité pour lutter contre les organismes vivants nuisible, d'où des usages différents.

1.2. Classification :

Selon Calvet *et al.* (2005), il existe trois critères de classification des pesticides : leurs caractéristiques chimiques, les organismes vivants visés et leurs usages (Tableau 1). La classification la plus utilisée est celle basée sur le critère biologique (ou cible visée) qui classe les pesticides en insecticides, herbicides, fongicides, acaricides, nématicides, rodenticides, molluscicides, corvicides et corvifuges (Agrawal et Sharma, 2010).

Les pesticide les plus utilisés dans le monde sont les insecticides, les herbicides et les fongicides (Tableau 1).

Les insecticides constituent la classe la plus utilisée dans le monde destinés à la lutte contre les insectes (Calvet *et al.*, 2005) . Ils interviennent en tuant ou en empêchant la reproduction des insectes (Foubert *et al.*, 2012) tels que les organophosphorés, les carbamates, les pyréthriinoïdes de synthèse, les organochlorés et les benzoylurées (Aktar *et al.*, 2009). C'est dans cette famille que l'on trouve la plupart des «polluants organiques persistants» ou les POP notamment les organochlorés comme le « dichlorodiphényltrichloroéthane » ou DDT (Foubert *et al.*, 2012). Les herbicides et les fongicides constituent, respectivement, la deuxième et la quatrième classes utilisées (Calvet *et al.*, 2005).

Tableau 1 : Classification des pesticides (Calvet *et al.*, 2005 ; Boland *et al.*, 2004)

Critères de classification		
Classification chimique	Classification biologique (Selon les organismes visés)	Classification selon l'usage
Pesticides Inorganiques : Eléments chimiques ne se dégradent pas. Effets toxicologiques sur l'environnement par accumulation dans les sols.	Insecticides contre les insectes Fongicides contre les champignons Herbicides contre les mauvaises herbes Acaricides contre les acariens Nématicides contre les nématodes Rodenticides contre les rongeurs	- Les cultures. - Les bâtiments d'élevage. - Les locaux de stockage des produits végétaux. - Les zones non agricoles. - Les bâtiments d'habitation. - L'homme et les animaux.
Pesticides organométalliques (Carbamates, Urée substituées...)	Molluscicides contre les mollusques (limaces et escargots) Corvicides et les corvifuges contre les corbeaux et tous les oiseaux ravageurs de cultures	
Pesticides organiques (Triazines...)		

1.3. Les Fongicides :

1.3.1. Définition :

Un fongicide est un produit phytosanitaire qui assure une protection contre le développement des champignons parasites et permet l'obtention de plantes saines. On distingue deux grands groupes de fongicides : les fongicides minéraux et les fongicides organiques qui sont majoritairement des produits de synthèse (Periquet *et al.*, 2004).

Ils existent sous différentes formes : poudre soluble, poudre mouillable, granulés ou liquide (Lachuer, 2011).

1.3.2. Classification :

Divers critères peuvent être choisis pour classer les fongicides. Certaines classifications mettent en avant les familles chimiques, d'autres les sites d'action métaboliques de ces composés, alors que d'autres vont privilégier la culture sur laquelle ils sont utilisés, etc. De ce fait, il existe dans la littérature de nombreuses classifications proposées pour ces substances actives (Lachuer, 2011).

1.3.2.1. Classification en fonction du site d'action

En se basant sur leur comportement vis à vis de la plante, deux groupes principaux peuvent être distingués : les fongicides systémiques et les fongicides de contact (Tableau 2) (Corbaz, 1990 ; Lachuer, 2011).

-Les fongicides de contact : lorsqu'ils sont appliqués à la surface de la plante forment une barrière protectrice qui est toxique pour la germination des spores ou pour le mycélium du champignon responsable de la maladie. Les composés chimiques ne pénètrent pas dans les tissus de la plante. Il existe plusieurs familles de fongicides de contact (Tableau 2).

- Les fongicides systémiques : qui pénètrent et se déplacent dans la plante par les vaisseaux du xylème et du phloème. La plupart des nouveaux fongicides appartiennent à cette catégorie. Trois variantes sont cependant, à signaler :

→**Les fongicides systémiques partielles ou locales :** entrent dans la plante, mais ne peuvent pas se déplacer très loin. La plupart sont limités à des mouvements translaminaires lorsqu'ils se déplacent de la face supérieure d'une feuille vers sa face inférieure. Ils peuvent aussi diffuser vers le bord des feuilles (Corbaz, 1990 ; Lachuer, 2011).

→**Les fongicides à systémie ascendante :** peuvent pénétrer dans la plante et se déplacer considérablement de façon ascendante dans les vaisseaux du xylème. S'ils sont appliqués au niveau des racines, ils se déplaceront vers le haut à travers toute la plante. S'ils sont appliqués sur le feuillage, ils se déplaceront vers les marges des feuilles (Corbaz, 1990 ; Lachuer, 2011).

→**Les fongicides à systémie descendante :** sont appliqués sur les feuilles et ils descendent vers les racines (Corbaz, 1990 ; Lachuer, 2011).

Il existe plusieurs familles de fongicides systémiques : Organophosphates, Ediphenphos, Pyrazofos, Benzimidazoles, Phénylamides, Triazoles, Imidiazoles, Morpholines (Corbaz, 1990).

1.3.2.2. Classification en fonction des modes d'action sur les champignons

Selon cette classification, un fongicide peut être préventif, curatif ou éradiquant (Lachuer, 2011).

Il est «**préventif**» lorsque son action se situe avant la pénétration du parasite dans les tissus de la plante.

Il est «**curatif**» lorsqu'il intervient sur des filaments installés dans les tissus mais avant l'apparition des premiers symptômes.

Il est «**éradiquant**» lorsqu'il intervient sur des filaments bien installés dans les tissus avec l'apparition des premiers signes de la maladie.

1.3.3. Modes d'action des fongicides :

Les fongicides peuvent avoir une (uni-site) ou plusieurs (pluri-sites) cibles cellulaires altérant ainsi des processus vitaux tels que la respiration, les voies de biosynthèse (stérols, lipides, ARN, ADN...), la division cellulaire et autres (Tableau 2) (Periquet *et al.*, 2004).

Tableau 2 : Classification et mode d'action des fongicides (Lachuer, 2011 ; Calvet *et al.*, 2005 ;Rocher,2004 ;Aubertot *et al.*, 2005).

Familles des fongicides	Mode d'action
Les fongicides de contact : Fongicides non systémiques à une action préventive, non absorbés par la plante Fongicide inorganique (Soufre, cuivre) Fongicides organiques (mancozèbe, manèbe)	-Inhibition de la germination des spores ou de la croissance.
Fongicides inhibiteurs de la respiration mitochondriales	Multi-sites Composés qui n'ont pas de cible enzymatique spécifique, inhibent plusieurs fonctions de champignons Inhibition du complexe III Découplants de la Phosphorylation oxydative Inhibition de la production d'ATP
Fongicides inhibiteurs de la division cellulaire	Fixation sur la β -tubuline Formation des parois cellulaires Microtubules
Fongicides inhibiteurs de la biosynthèse	Inhibition de la biosynthèse des stérols du groupe I et II Inhibition de l'ARN polymérase et de l'adénosine désaminase
Fongicides pénétrants fongicides systémiques à une action curative, pénètrent et se déplacent dans la plante par les vaisseaux du xylème et du phloème, on distingue : - Les fongicides systémiques pénétrants - Les fongicides systémiques ascendants - Les fongicides systémiques descendants	Uni-sites -Inhibition de la respiration mitochondriales (inhibition du complexe II et III) -Inhibition de la biosynthèse des lipides (perturbation de la perméabilité membranaire) -Inhibition de la biosynthèse des stérols membranaires (IBS) -Inhibition de la synthèse d'ARN et d'ADN -Inhibition de la biosynthèse de méthionine -Inhibition de la formation des microtubules

1.3.4. Présentation du Mancozèbe :

Le mancozèbe est un fongicide organique de contact appartenant à la famille chimique des Dithiocarbamates, de formule chimique $C_8H_{12}MnN_4S_8Zn$. Il est utilisé pour protéger les légumes tels que la pomme de terre contaminée par le mildiou, les fruits (oranges, pommes...), les grains de céréales, le coton et également pour le contrôle des insectes indésirables afin d'augmenter la production agricole (Atamanalp et Telat, 2002).

Il est généralement utilisé comme application foliaire mais il est aussi utilisé comme traitement des graines (Gullino *et al.*, 2010).

Le mancozèbe cible principalement les enzymes mitochondriales, perturbant la fonction mitochondriale et la production d'adénosine triphosphate (ATP). En outre, il peut réagir avec les groupes sulfhydriles d'acides aminés et d'enzymes dans les cellules fongiques, ce qui entraîne des troubles du métabolisme (Gullino *et al.*, 2010).

Bien qu'il ait été rapporté qu'il possède une faible toxicité aiguë et une faible persistance dans l'environnement, divers effets nocifs chroniques du mancozèbe sur la santé ont été signalés, tels qu'un potentiel cancérigène accru, une perturbation du système endocrinien et des effets toxiques sur l'immunité et le système neuronal (Yu Liu *et al.*, 2017).

1.4. Les Herbicides

1.4.1. Définition

Les herbicides sont des substances ayant la capacité d'éliminer les plantes adventices (ou mauvaises herbes). Leur emploi ne se limite pas au domaine agricole, ils sont utilisés aussi bien pour la protection des cultures que pour le confort (jardinage, entretien des villes, des voies ferrées...). Ce large spectre d'usage donne à ces molécules un caractère ubiquitaire (Calvet *et al.*, 2005).

1.4.2. Classification :

Il existe plusieurs classifications des herbicides et toutes sont acceptées ; elles se basent sur leur structure, leur cible, leur formulation (Lachuer, 2011).

On distingue deux grands groupes d'herbicides : les herbicides sélectifs et les herbicides totaux (Lachuer, 2011).

1.4.2.1. Les Herbicides sélectifs :

Ce sont des produits qui détruisent certaines plantes adventices en épargnant la plante cultivée (Lachuer, 2011).

1.4.2.2. Les herbicides totaux :

Ce sont des produits qui détruisent la totalité des plantes, ils sont employés avec précaution dans les cours et les allées, ils sont utilisés avant le semis, tel que le Glyphosate (Lachuer, 2011).

1.4.3. Modes d'action des herbicides :

1.4.3.1. Modes d'action des herbicides appliqués au niveau foliaire :

Plusieurs modes d'action au niveau foliaire sont connus (Tableau 3) (Periquet *et al.*, 2004, Calvet *et al.*, 2005 ; Aubertot *et al.*, 2005) :

- **Les régulateurs de croissance** : qui affectent la croissance des plantes en agissant sur la synthèse des protéines et la division cellulaire. Ces herbicides vont entraîner une croissance anormalement rapide des plantes pour arriver à leur sénescence. Les substances actives les plus connues et utilisées sont le 2,4-D, le 2, 4,5-T et le dichloprope.

- **Les inhibiteurs de la synthèse d'acides aminés** tels que les acides aminés aromatiques. L'herbicide, ayant ce mode d'action, le plus utilisé dans le monde, est le glyphosate.

- **Les destructeurs de la membrane cellulaire** qui sont des molécules qui, après pénétration dans le cytoplasme, sont métabolisées en peroxydes et en espèces radicalaires réactives responsables d'un stress oxydant s'attaquant à la membrane provoquant la perte de son intégrité. Parmi les substances actives qui agissent ainsi on retrouve le paraquat, le diquat ou le fomesafen.

- **Les inhibiteurs de la photosynthèse** agissent en interférant avec la photosynthèse ; les herbicides de la famille des triazines (atrazine, simazine, cyanazine) empêchent le transport des électrons (en bloquant la réaction de Hill) et ceux de la famille des phénylurées (diuron et le linuron) bloquent les réactions de photophosphorylation.

1.4.3.2. Modes d'action des herbicides appliqués au niveau du sol :

Les modes d'action au niveau racinaire sont, également, nombreux (Tableau 3) (Periquet *et al.*, 2004, Calvet *et al.*, 2005 ; Aubertot, 2005) :

- **Les inhibiteurs de la division cellulaire** : tels que les dinitroanilines et les dinitrobenzenamines (trifluraline, la prodiamine ou la pendiméthaline) qui agissent en inhibant les étapes de la division cellulaire responsables de la séparation des chromosomes et de la formation de la paroi cellulaire provoquant la formation d'un nombre faible de racines, insuffisant pour assurer la nutrition de la plante et les thiocarbamates et les amides substituées (butylate, cycloate, EPTC, alachlore et métolachlore..) qui interfèrent avec la division cellulaire des tissus méristématiques, après absorption racinaire empêchant ainsi, l'évolution vers la plante adulte.

- **Les destructeurs de pigments** dégradant les chlorophylles et inhibant ainsi la photosynthèse. Le clomazone ou la norflurazon ont ce mode d'action.

L'amtrole (triazoles) et la clomazone (isoxazolidinones) inhibent la formation des Caroténoïdes, mais par des mécanismes mal connus, engendrant une décoloration typique des feuilles.

Tableau 3 : Classification des herbicides selon le mode d'action de (Calvet *et al.*, 2005 ;Periquet *et al.*,2004).

Groupe d'herbicides	Mode d'action	
Herbicides appliqués au niveau foliaire.	Inhibiteurs de la synthèse des acides aminés.	Inhibition de l'enzyme conduisant à la synthèse de la glutamine.
	Perturbant la croissance.	Inhibiteurs de transport auxinique et inversion du géotropisme.
		Inhibiteurs de la synthèse de la cellulose de la paroi pecto-cellulosique.
	Destructeurs de la membrane cellulaire.	Perte de l'intégrité membranaire.
	Inhibiteurs de la photosynthèse.	Inhibition du PS I et du PS II.
Blocage des réactions de photophosphorylation.		
Herbicides appliqués au niveau du sol.	Inhibiteurs de la division cellulaire.	Herbicides bloquant le Centre d'organisation des microtubules(MTOC) et désorganisant les fuseaux achromatiques.
		Inhibiteurs de transport auxinique et inversion du géotropisme.
		Inhibiteurs de la synthèse de la cellulose de la paroi pecto-cellulosique.
	Les destructeurs de pigments.	Dégradant les chlorophylles et inhibition de la photosynthèse.

1.4.4. Présentation du Glyphosate :

Le glyphosate, de formule chimique $C_3H_8NO_5P$ (Bertonnier *et al.*, 2012), est un herbicide organique systémique, appliqué sur le feuillage des mauvaises herbes. Il est généralement dégradé rapidement dans les sols par des microbes, mais peut également être fixé par sol par l'intermédiaire de sa partie acide phosphonique. Il est aujourd'hui l'herbicide le plus utilisé dans le monde (Rose *et al.*, 2017).

Il est le premier herbicide total ayant permis de semer directement après usage et cela sans effet sur la culture suivante car l'effet désherbant apparaît uniquement en cas de pulvérisation sur les feuilles de la plante (Bertonier *et al.*, 2012).

Il agit en inhibant une enzyme clé de la synthèse des acides aminés aromatiques, la 5-énoylpyruvylshikimate-3-phosphate synthase (EPSPS) (Bertonier *et al.*, 2012) et interdit la production du chorismate indispensable à la synthèse de nombreux produits de métabolisation essentiels pour les végétaux, notamment l'acide essentiel tryptophane et l'AIA qui permettent la croissance des plantes.

Selon Michael (2002), le glyphosate est quasiment immobile dans le sol et peu susceptible d'atteindre les cours d'eau à des concentrations présentant un danger sauf en cas d'une erreur d'application ou de déversement.

Cependant, il est actuellement classé comme produit irritant, toxique et nocif pour les organismes aquatiques et dangereux pour l'environnement (Bertonier *et al.*, 2012),

1.5. Effets des pesticides :

1.5.1. Effets sur la santé humaine :

La contamination de l'Homme par les pesticides peut se faire par différentes voies : alimentaire, respiratoire ou par contact (Tron *et al.*, 2001 ; Periquet *et al.*, 2004).

Les pesticides ont des propriétés toxiques avérées sur l'homme. Ils peuvent être à l'origine d'intoxications aiguës provoquant des maux de tête, des irritations cutanées, des troubles visuels, des nausées, des pathologies chroniques comme les maladies respiratoires, des cancers (système urogénital, thyroïde, cerveau, leucémie, pancréas), des troubles neurologiques (maladie de Parkinson) et neurocomportementaux, des troubles cardiaques, des perturbations endocriniennes altérant les fonctions reproductives, thyroïdienne et surrénalienne, des effets immunitaires et des effets sur la reproduction. Des manifestations allergiques de types dermatologique ou respiratoire sont également constatées (Tron *et al.*, 2001 ; Periquet *et al.*, 2004).

Certaines substances, de toxicité moindre, sont susceptibles de s'accumuler dans l'organisme et d'induire des effets à plus long terme qui sont difficilement quantifiables (Boland *et al.*, 2004).

Par ailleurs, certains produits sont transformés parallèlement en différents métabolites susceptibles d'engendrer d'autres répercussions sur l'organisme humain (Boland *et al.*, 2004).

1.5.2. Effets sur le sol :

Le sol est le centre du devenir des pesticides dans l'environnement ; il a un double rôle de stockage et d'épuration. Il peut être, également, une source de contamination de l'atmosphère par volatilisation ou des eaux par ruissèlement ou lessivage (Barriuso *et al.*, 1996).

Lorsque le pesticide est présent en phases liquide et gazeuse, il est dégradé par les microorganismes (épuration) mais il peut aussi être transféré vers les nappes d'eau, alors qu'en phase solide, il reste piégé dans le sol (stockage) (Calvet *et al.*, 2005).

La toxicité des pesticides vis-à-vis des organismes du sol varie avec la dose, la formulation, le type de traitement, le type de sol, les techniques de travail du sol, les conditions climatiques et l'espèce exposée (Aubertot *et al.*, 2005).

Ainsi, la biodisponibilité des pesticides dans le sol dépend des propriétés du sol tel que le taux de matière organique, et des propriétés physico-chimiques des pesticides. Par exemple la toxicité des pesticides pour les microorganismes peut être réduite si le sol contient de fortes quantités de matière organique ou d'amendement (Calvet *et al.*, 2005).

La dégradation des pesticides peut être de nature biotique (dégradation par la microflore, la microfaune et les végétaux) ou abiotique (hydrolyse, photolyse...) (Calvet *et al.*, 2005).

Un pesticide est totalement éliminé lorsqu'il est transformé en molécules minérales comme le CO₂, ce phénomène est appelé minéralisation (Calvet *et al.*, 2005).

Les pesticides peuvent provoquer au sein des communautés microbiennes l'émergence de populations, notamment bactériennes, résistantes capables de les dégrader, avec pour conséquences une augmentation des doses ou des fréquences d'application qui ont des effets négatifs sur la vie de la faune et de la flore (Calvet *et al.*, 2005).

Les communautés bactériennes et fongiques semblent très peu affectées par l'épandage de glyphosate en milieu forestier (Fortier *et al.*, 2005).

Il existe, donc, différents modes de réponse des communautés microbiennes aux pesticides : tolérance, résistance ou dégradation (Calvet *et al.*, 2005).

1.5.3. Effets sur les végétaux :

Les pesticides, à cause de leur non spécificité, peuvent affecter, des espèces végétales cibles et non cibles.

Les pulvérisations de pesticides peuvent directement toucher la végétation non ciblée, ou peuvent dériver ou se volatiliser de la zone traitée et contaminer les plantes non ciblées. Par exemple, les herbicides phénoxy, y compris le 2,4-D (Dichlorophénoxyacétique), peuvent endommager les arbres et les arbustes à proximité (Aktar *et al.*, 2009).

Les herbicides ont un fort impact sur des communautés végétales. En effet, l'usage des herbicides a induit une réduction importante du nombre d'espèces de plantes dans les parcelles cultivées mais aussi dans les espaces aménagés (bordures des voies de circulation, talus ...) avec une diminution de la biomasse (Foubert *et al.*, 2012).

En plus de tuer les plantes non ciblées, l'exposition aux pesticides peut entraîner des effets sublétaux sur les plantes.

Les herbicides sont la première cause directe de nuisance importante pour le maintien des plantes messicoles, plantes partageant la même niche écologique que les cultures de céréales à paille avec lesquelles elles poussent et pouvant être considérées comme un groupe d'espèces spécialistes. Les messicoles sont alors éliminées dès la germination et ne peuvent donc pas renouveler leur stock de graines (Pointereau *et al.*, 2010).

Les plantes peuvent également subir les conséquences indirectes des applications de pesticides lorsqu'elles sont nocives pour les microorganismes du sol et les insectes bénéfiques (Aktar *et al.*, 2009).

Plusieurs études de toxicologie démontrent que le glyphosate, à cause de son mode d'action particulier, est hautement toxique pour les plantes et largement non-toxique pour les animaux (Jerry Lee, 2002). L'impact sur la végétation en forêt, suite à un traitement au glyphosate, provoque un changement temporaire dans la composition végétale et l'abondance des espèces (Fortier *et al.*, 2005). L'exposition au glyphosate peut réduire la qualité des semences et augmenter la sensibilité de certaines plantes aux maladies et constituer, donc, une menace spéciale pour les espèces végétales en voie de disparition (Aktar *et al.*, 2009).

Un herbicide présentera généralement plus de risques pour la flore aquatique (algues) que d'autres pesticides (Aubertot *et al.*, 2005).

1.5.4. Effet sur les animaux :

Les pesticides, à cause de leur non spécificité, peuvent affecter des espèces non cibles telles que de nombreuses espèces animales (oiseaux, mammifères, poissons...) (Tremblay *et al.*, 2016).

Les mammifères sauvages, en général, représentent 43% des cas d'empoisonnement (Foubert *et al.*, 2012).

Les insecticides affectent principalement les populations d'oiseaux en réduisant la disponibilité des arthropodes. La réduction de l'abondance et/ou de la disponibilité des insectes entraîne une diminution de l'alimentation, un affaiblissement de la condition physique, un échec de la reproduction et donc un déclin de la population (Tremblay *et al.*, 2016).

L'application de fongicides tels que les strobilurines de manière préventive pourrait, en plus, avoir comme conséquence d'accroître les populations d'insectes ravageurs par élimination des champignons entomopathogènes qui s'attaquent à ces insectes (Tremblay *et al.*, 2016).

Le changement de composition de végétation suite à l'application du glyphosate, bien qu'il soit éphémère, peut provoquer des impacts indirects sur la faune par diminution à court terme de la disponibilité en nourriture (Tremblay *et al.*, 2016).

2. Présentation des espèces étudiées : Avoine et Orge

L'orge et l'avoine sont des céréales cultivées du groupe 1, les groupes 2 et 3 étant composés respectivement du maïs et du riz (Clerget, 2011).

L'Avoine était initialement une plante adventice des champs de blé et d'orge du Croissant fertile. L'avoine est une plante annuelle originaire de l'Afrique du Nord et du Moyen-Orient, cultivée comme céréale ou comme fourrage et utilisée principalement dans l'alimentation animale (Husson *et al.*, 2012).

Les parties utiles de la plante sont les grains, les feuilles et la paille. C'est une Plante de type C3 qui peut contenir plus de NH₄ + par unité de matière sèche que des plantes en C4 (Husson *et al.*, 2012).

L'orge est l'une des céréales les plus importantes du monde. Elle est utilisée pour l'alimentation animale, les malts de brassage et l'alimentation humaine (Akar *et al.*, 2004 in Avila Ospina, 2014).

2.1. Classification de l'Avoine et de l'Orge :

L'avoine et l'orge appartiennent à la famille des Poaceae (ou Graminées) mais à deux sous familles différentes : sous famille des Pooideae pour l'avoine et sous famille des Hordeoideae pour l'orge (Tableau 4).

Tableau 4 : Classification de l'Avoine et de l'Orge (Soltner, 2005 ; Clerget, 2011).

Critère	Avoine	Orge
Règne	Plantae	Plantae
Division	Magnoliophytae	Magnoliophytae
Classe	Liliopsida	Liliopsida
Sous-classe	Commelinidae	Commelinide
Ordre	Cyperales	Poale
Famille	Poaceae	Poaceae
Sous-famille	Pooideae	Hordeoideae
Tribu	Aveneae	Hordeae
Genre	<i>Avena</i>	<i>Hordeum</i>
Espèce	<i>Avena sativa</i> L.	<i>Hordeum vulgare</i> L.

L'espèce orge est divisée, selon le degré de fertilité des épillets et la compacité de l'épi, en deux groupes :

- Les orges à six rangs dont les épillets médians et latéraux sont fertiles.

- Les orges à deux rangs où seuls les épillets médians sont fertiles.

Il existe de nombreuses variétés d'orge et d'Avoine, qui sont classées en variétés de printemps, d'hiver et alternatives (Soltner, 2005 ; Clerget, 2011).

2.2. Caractéristiques botaniques :

2.2.1. L'avoine

L'avoine est une plante annuelle formant un système racinaire fasciculé relativement puissant dans les dix premiers centimètres du sol, dont la longueur varie entre 50 et 200 cm et développant un tallage important grâce à des racines adventives au niveau des nœuds (Alain, 2009 ; Salgado, 2008).

Les tiges sont cylindrique (caulines) de 25 à 150 cm de haut, au port dressé (Husson *et al.*, 2012).

Les feuilles glabres, longues et effilées font 2 à 8 mm de large et engainent les tiges. Elles présentent une ligule blanche de 2 à 5 mm sans oreillettes au niveau de leur insertion sur la tige (Alain, 2009).

Les inflorescences sont des panicules lâches. Elles mesurent 8 à 30 cm de long, portant des épillets de deux à trois fleurs (Husson *et al.*, 2012).

Les fleurs sont arrangées en épillets mesurant entre 16 et 24 mm de longueur à pédoncules barbus. Elles sont entourées de glumelles supérieures et inférieures initialement partiellement masquées par les glumes supérieures et inférieures de l'inflorescence. Ces épillets ne forment pas un épi dense. La fleur présente trois étamines et les stigmates sont directement portés par le carpelle (Alain, 2009).

Le fruit ou grain est un caryopse entouré de glumelle non adhérente mais restant fermé (Clerget, 2011).

2.2.2. L'orge :

L'orge est une plante annuelle herbacée qui peut atteindre 120 centimètres de hauteur à pleine maturité (Alain, 2009).

La tige est recouverte de feuilles lancéolées et suppléantes, constituée chacune par une lame et oreillettes (au niveau des expansions du limbe) assez longue (Alain, 2009).

Les feuilles sont glabres et particulièrement développées qui ont tendance à se chevaucher les unes sur les autres. La face inférieure de la feuille apparaît lisse, à la différence de la face supérieure, caractérisée par de riches rainures de cellules hygrosopiques (Alain, 2009).

Les épillets sont regroupés par trois dans chaque creux de l'axe de l'épi et serrés avec une glumelle inférieure longuement aristée (Clerget, 2011).

La fleur présente trois étamines et les stigmates sont directement portés par le carpelle (Clerget, 2011).

Les fruits, ou grains (ou caryopses) sont ovales, poilus au sommet, adhérents aux glumelles à la base. Ils sont de couleur généralement jaunâtre qui peut varier selon les variétés du blanc, au rouge et au noir.

2.3. Les exigences culturelles :

2.3.1. L'Avoine :

Les différentes variétés d'Avoine recensées n'ont pas toujours les mêmes exigences climatiques et pédologiques.

L'avoine peut être utilisée dans des sols légers (sableux), moyens (limoneux) et lourds (argileux) et peut se développer dans des sols nutritionnellement pauvres. Cependant, la plante prélève des quantités substantielles d'azote du sol et ceci est particulièrement important pour la qualité et le rendement du fourrage. L'avoine tolère des sols acide, neutre et basique. La limite de pH varie entre 4,5 et 7,0 mais l'avoine préfère les pH entre 5,5 et 6,5. Elle ne peut pas se développer à l'ombre (Husson, 2012)

L'avoine est tolérante vis-à-vis du froid et n'est pas affectée par le gel ou la neige. Elle a une plus grande tolérance aux pluies par rapport à d'autres céréales comme le blé, le seigle ou l'orge. Elle exige un sol sec ou partiellement humide et peut tolérer la sécheresse. Elle est très répandue dans les pays tempérés et subtropicaux et largement utilisée pour la production fourragère dans les mêmes régions (Salgado, 2008)

2.3.2. L'Orge :

Les exigences culturelles de l'orge sont variables en fonction de la variété, pour cette raison certaines sont dites d'hiver (supportant le gel et plus exigeantes en eau) et d'autres de printemps (Hanchane, 2009).

Généralement, les besoins en eau de l'orge sont satisfaits par des précipitations entre 350 et 370 mm et les températures optimales pour sa croissance sont situées entre 15 et 20°C (Hanchane, 2009). Certaines variétés nécessitent peu d'eau et sont tolérante à la salinité et à d'autres conditions de stress. Par conséquent, cette espèce est d'une grande importance dans les zones où le blé ne peut pas être cultivé en raison d'un sol inadéquat et d'une irrigation insuffisante (Sriman *et al.*, 2018). Il prédomine dans les régions arides et semi-arides, caractérisées par des pluies rares et irrégulières et par des températures souvent élevées (Hanchan, 1998).

L'orge peut végéter dans des sol calcaire alluvial, limoneux, ayant un pH de 8,1, une teneur de 0,38 de carbone organique, et où N, P et K sont disponibles (185,0 kg ha⁻¹, 15,25 kg ha⁻¹ et 265,0 kg ha⁻¹ respectivement) (Sriman *et al.*, 2018).

2.4. Les maladies de l'Avoine et de l'Orge :

Comme toutes les céréales, l'avoine et l'orge sont concernées par de nombreuses maladies virales, bactériennes et fongiques qui réduisent les rendements agricoles et nécessitent des traitements phytosanitaires (Soltner, 2005).

Plusieurs maladies fongiques, révélés par des symptômes, sont recensées chez l'Orge et l'Avoine. Celles-ci concernent surtout les parties aériennes essentiellement, les feuilles (Rouilles, Charbon....) et les parties racinaires (pourritures) (Tableaux 5 et 6). Elles sont responsables d'une diminution des rendements.

Ces différentes maladies justifient l'utilisation de pesticides, essentiellement les fongicides, afin d'augmenter les rendements agricoles et de subvenir aux besoins de l'humanité.

Tableau 5 : Les maladies de l'Avoine

Maladies (agents pathogènes)	Organes Touchés	Symptômes	Sources
Rouille de la tige (<i>Puccinia graminis</i> <i>f. sp. Avenae</i>)	Tiges, parfois feuilles et glumes lorsque l'infection est grave	Pustules ovales, brunes rougeâtres, sur les parties inférieures de la plante. Eclatement de ces pustules remplies de spores (propagation de la maladie)	Derick(1937)
Rouille couronnée (<i>Puccinia coronata</i> <i>f.sp.avenae</i>)	Limbes, gaines et feuilles	Pustules se développant surtout sur le limbe des feuilles, sous forme de petites ampoules ovales et éparpillées de couleur orange vif. Epiderme se déchirant autour des pustules	Aouali et Douici-kahlfi, (2009)
Charbons : Le charbon nu (<i>Ustilago avenae</i>) le charbon couvert ou vêtu (<i>Ustilago kollerii</i>)	Inflorescences	Graines, glumelles et glumes remplacées par une masse pulvérulente de spores brun foncé Spores remplaçant graines et glumelles, mais restant plus ou moins emprisonnées dans les glumes ou glumelles qui prennent une couleur gris pâle à l'approche de la maturité de la plante.	Lacroix (2002)
Pourritures des racines (<i>Helminthosporium sativum</i> , <i>Fusarium culmorum</i> , <i>f.</i> <i>graminearum</i>)	Racines, Collets et parties basses des tiges	Mort des plantules infectées	Lacroix (2002)
Tache avoïde (<i>Stagonospora avenae</i> <i>f. spavenaria</i>)	Feuilles	Petites taches bordées d'un halo jaune, pouvant atteindre 10mm de longueur, brun foncé, rondes à elliptiques, lesquelles devenant brunes à grisâtre	Lacroix (2002)

Tableau 6 : Les maladies de l'Orge

Maladies (agents pathogènes)	Organes Touchés	Symptômes	Source
Rhynchosporiose (<i>Rhynchosporium secalis</i>)	Feuille, Tiges	Taches assez irrégulières bordées de couleur brunâtre et sèche au centre	Lacroix (2002) ; Aouali et Douici-kahlfi (2009)
Jaunisse nanisante (<i>Virus BYDV</i>)	Plante entière	Rabougrissement des plantes, jaunissement des feuilles, grains petits, ridés et de mauvaise qualité	Ouffroukhet <i>al.</i> , (2011)
Rouille brune (<i>Puccinia hordentita</i>)	Feuilles et tiges	-Pustules brunes sur feuilles	Aouali et Douici-kahlfi (2009)
Rouille jaune (<i>Puccinia striiformis f.sp. tritici</i>)	Feuilles épis et grains	-Pustules jaune ou orange	
Rouille noire (<i>Puccinia graminis</i>)	Feuilles Tiges et épis	-Pustules rouge-brique à marron foncé	
Rayure réticulée (<i>Pyrenophora teres</i>)	Feuilles	Taches en réseau de stries longitudinales formant des rayures brunes foncées, entourées de zones chlorotiques	Lacroix (2002) ; Aouali et Douici-kahlfi (2009)
Helminthosporiose (<i>Drechslera tritici repentis</i>)	Feuilles et épis	Stries parallèles entre elles et au nervures de couleur vert pâle et s'étend jusqu'au limbe de la feuille. Epis quasiment stériles	Aouali et Douici-kahlfi (2009)
Charbon couvert <i>Ustilago hordei</i>	Epi	Spore recouvertes d'une membrane blanchâtre	Soltner (2005)
Les piétins Piétin verse <i>Cercospora herpotrichoides</i>	Tige et graines	A l'automne, tâches noires sur les plantules. au printemps, nécrose sur le premier entre nœud, provoquant une verse en tous sens. Echaudage. Transmission par les chaumes	Soltner (2005)

Chapitre 2 :

Matériel et méthodes

1. Matériel

1.1. Provenances des graines :

Les graines d'Orge *Hordeum vulgare* ont été récoltées en juin 2017, de la région de Timizert (Wilaya de Tizi-Ouzou). Elles n'ont pas été traitées après la récolte et elles étaient conservées dans des sacs à une température ambiante.

Les graines d'Avoine *Avena sativa* ont été récoltées de la région de Médéa puis commercialisées à Tizi-Ouzou où nous les avons achetées. Ce sont, également, des graines qui n'ont pas été traitées après la récolte. Elles ont été conservées dans les mêmes conditions que l'orge.

1.2. Les pesticides utilisés :

Nous avons utilisé deux pesticides : un herbicide, le Glyphosate, et un fongicide le Mancozèbe qui sont utilisés en Algérie.

Le Glyphosate utilisé est une solution concentrée à 360g/l de matière active : Glyphosate de marque GLYFOZELL (Fabriqué par ZELL CHEMIE INTERNATIONAL en Espagne et importé par SARL CASAP) (Annexe 1).

Le Mancozèbe est sous forme d'une poudre mouillable à 80% de Mancozèbe de marque MANCOTOP (Fabriqué par GEORGE-S.DARAS S.A en France et importé par SARL SAPHYTO) (Annexe 2).

2. Méthodes :

2.1. Etude de l'influence du Glyphosate et du Mancozèbe sur l'Orge et l'Avoine dans les boîtes de Pétri :

2.1.1. Préparation des solutions de pesticides :

Nous avons testé deux concentrations de Glyphosate et de Mancozèbe : les doses prescrites par les fabricants et les doubles de ces doses prescrites.

La dose prescrite de Glyphosate est de 2l/ha et donc, la double dose de Glyphosate est de 4l/ha.

La dose prescrite de Mancozèbe est de 3.5kg/ha et le double de cette dose prescrite est de 7kg/ha.

Nous avons calculé les doses prescrites et les doubles de ces dose nécessaires pour une boîte de Pétri (d'une superficie de 0.0063585m²).

2.1.2. Mise en germination :

Nous avons utilisé des boîtes de Pétri en plastique de 9cm d diamètre (0.006m²de surface).

Les fonds des boîtes de Pétri ont été tapissés de quatre couches de papier filtre (d'une épaisseur approximative de 2mm). Puis, nous avons constitué cinq lots de boîtes/espèce (Avoine et Orge) et à raison de quatre répétitions (boîtes)/lot :

- un lot témoin (T) dont les boîtes ont été imbibées de 40ml d'eau distillée chacune.
- un lot traité au Glyphosate à la dose prescrite (G1) dont les boîtes ont été imbibées de 40ml d'eau distillée contenant 1,3µl de Glyphosate chacune.
- un lot traité au Glyphosate à une concentration correspondant au double de la dose prescrite (G2) dont les boîtes ont été imbibées de 40ml d'eau distillée contenant 2,6µl de Glyphosate chacune.
- un lot traité au Mancozèbe à la dose prescrite (M1) dont les boîtes ont été imbibées de 40ml d'eau distillée contenant 2,2mg de mancozèbe chacune.
- un lot traité au Mancozèbe à une concentration correspondant au double de la dose prescrite (M2) dont les boîtes ont été imbibées de 40ml d'eau distillée contenant 4,4mg de Mancozèbe chacune.

Les graines ont été disposées de manière homogène dans les boîtes de Pétri à raison de 25 graines/boîte pour les deux espèces. Les boîtes de Pétri des cinq lots (T, G1, G2, M1 et M2)/espèce (Avoine et Orge) contenant les graines ont, ensuite, été placées dans une étuve à une température de 20±2°C, propice à la germination, le 19/12/2017. Les boîtes sont régulièrement arrosées avec la même quantité d'eau distillée.

Dès que les plantules sont bien développées, les boîtes de Pétri sont retirées de l'étuve et placées sur la paillasse du laboratoire pour permettre leur croissance à une température ambiante variant entre 10°C et 15°C.

2.1.3. Détermination des taux de germination :

Le comptage des graines germées est réalisé quotidiennement chez tous les lots témoins, traités au Glyphosate (G1 et 2) et traités au Mancozèbe (M1 et 2) des deux espèces Avoine et Orge.

Nous avons adopté la définition physiologique de la germination ; nous considérons qu'une graine a germé lorsque la radicule a percé le tégument de la graine (Mazliak, 1982).

Le taux de germination a été calculé selon la formule suivante :

$$TG = \frac{n}{N} \times 100$$

n : Nombre de graines germées

N : Nombre total de graines

2.1.4. Détermination de la teneur en eau des plantules :

Les plantules de tous les lots (T, G1, G2, M1 et M2) de l'Orge et de l'Avoine ont été pesées à l'état frais après trois semaines de la mise en germination des graines, et après séchage à l'étuve à une température de $65 \pm 2^\circ\text{C}$ jusqu'à l'obtention du poids constant.

La Teneur en eau des plantules a été calculée selon la formule suivante :

$$\text{TE} = \frac{\text{PF} - \text{PS}}{\text{PF}} \times 100$$

PF : Poids frais

PS : poids sec

2.1.5. Evaluation de la croissance des plantules :

Le séchage des plantules nous a, également, permis d'évaluer les effets du Glyphosate et du Mancozèbe sur la croissance de l'Avoine et de l'Orge. Les poids secs des plantules ont été obtenus par séchage à l'étuve à $65 \pm 2^\circ\text{C}$ jusqu'à obtention des poids constants.

2.2. Etude de l'influence du Glyphosate et du Mancozèbe sur l'Orge sur Substrat :

2.2.1. Provenance du substrat utilisé :

Le sol a été prélevé derrière la Faculté des Sciences Biologiques et des Sciences Agronomiques car nous avons remarqué que ce sol abrite des espèces de Poaceae (*Avena* et *Desmazeria*) (Blamey et Grey-Wilson, 2000).

Le sol a été séché au laboratoire, à température ambiante, puis tamisé. Nous avons constitué un substrat composé de 2/3 du sol prélevé et de 1/3 de sable lavé bien mélangés.

2.2.2. Etude des caractéristiques du substrat utilisé :

2.2.2.1. Mesure du pH :

Nous avons adopté la méthode de Pieltain et Mathieu (2003). Un extrait de sol a été préparé en ajoutant à une quantité de 20g de terre tamisée (2 mm) et séchée au laboratoire à température ambiante 50 ml d'eau distillée ; ce mélange a ensuite été agité pendant une minute avec une baguette en verre puis il a été laissé reposer pendant 2h à température ambiante. Nous avons mesuré le pH-eau en plongeant l'électrode d'un pH-mètre de marque HANNA HI 2210 dans le liquide surnageant. Nous avons réalisé trois répétitions

2.2.2.2. Mesure de la conductivité électrique :

Nous avons, également, adopté la méthode de Pieltain et Mathieu (2003) pour cette mesure. Un extrait de sol a été préparé, dans un erlenmeyer fermé, en ajoutant à une quantité de 50g de terre tamisée (2 mm) et séchée au laboratoire à température ambiante, 250 ml d'eau distillée. Le mélange a ensuite été agité durant 2h par un agitateur rotatif. Après agitation, il est laissé sur la paillasse jusqu'à sédimentation et obtention d'un surnageant claire. Nous avons mesuré la conductivité électrique (CE) à l'aide d'un conductimètre (d'une marque Messgerät WTW). Nous avons calculé la conductivité électrique par la formule suivante :

C.E= valeur lue × constante de cellule × chiffre de correction

$$\text{Constante de la cellule} = \frac{\text{CEs KCl } 0,01\text{N}}{\text{CEm KCl à } 0,01\text{N}}$$

CEs : conductivité électrique standard d'une solution de KCl 0, 01N (=0.0014118)

CEm : conductivité électrique mesurée d'une solution de KCl à 0, 01N (en même temps que l'extrait)

Le chiffre de correction est utilisé selon la température de l'extrait (21°C) (Mathieu et Pieltin, 2003).

Nous avons réalisé quatre répétitions.

2.2.3. Préparation des solutions de pesticides :

Nous avons, également, testé deux concentrations de glyphosate et de mancozèbe : les doses prescrites par les fabricants et les doubles de ces doses prescrites sur l'espèce Orge.

-La dose prescrite de Glyphosate est de 2l/ha et le donc, la double dose de glyphosate (4l/ha) est de 6,3 µl/ pot.

-La dose prescrite de Mancozèbe est de 3.5kg/ha et le double de cette dose prescrite est de 7kg/ha.

Nous avons déterminé les doses et les doubles doses de ces pesticides nécessaires pour un pot (d'une superficie de 0.00785m²).

2.2.4. Le traitement pesticide :

Nous avons constitué cinq lots de traitements (T, G1, G2, M1 et M2) à raison de 16 plants par traitement :

- un lot témoin (T) dont les pots ont été arrosés avec 100 ml d'eau distillée chacun.
- un lot traité au Glyphosate à la dose prescrite (G1) dont les pots ont été arrosés avec 100ml d'eau distillée contenant 3,14 μ l de Glyphosate chacun.
- un lot traité au Glyphosate à une concentration correspondant au double de la dose prescrite (G2) dont les pots ont été arrosés avec 100ml d'eau distillée contenant 6.3 μ l de Glyphosate chacun.
- un lot traité au Mancozèbe à la dose prescrite (M1) dont les pots ont été arrosés avec 100ml d'eau distillée contenant 2.75mg de mancozèbe chacun.
- un lot traité au Mancozèbe à une concentration correspondant au double de la dose prescrite (M2) dont les pots ont été arrosés avec 100ml d'eau distillée contenant 5.5mg de Mancozèbe chacun.

Nous avons, ensuite, constitué un dispositif expérimental composé de 4 blocs (répétitions) ; chaque bloc contenait 20 pots à raison de 4 pots/traitement (T, G1, G2, M1 et M2). Les pots sont répartis aléatoirement dans chaque bloc (Figure 1).

Le traitement pesticide a été effectué le 22/02/2018.

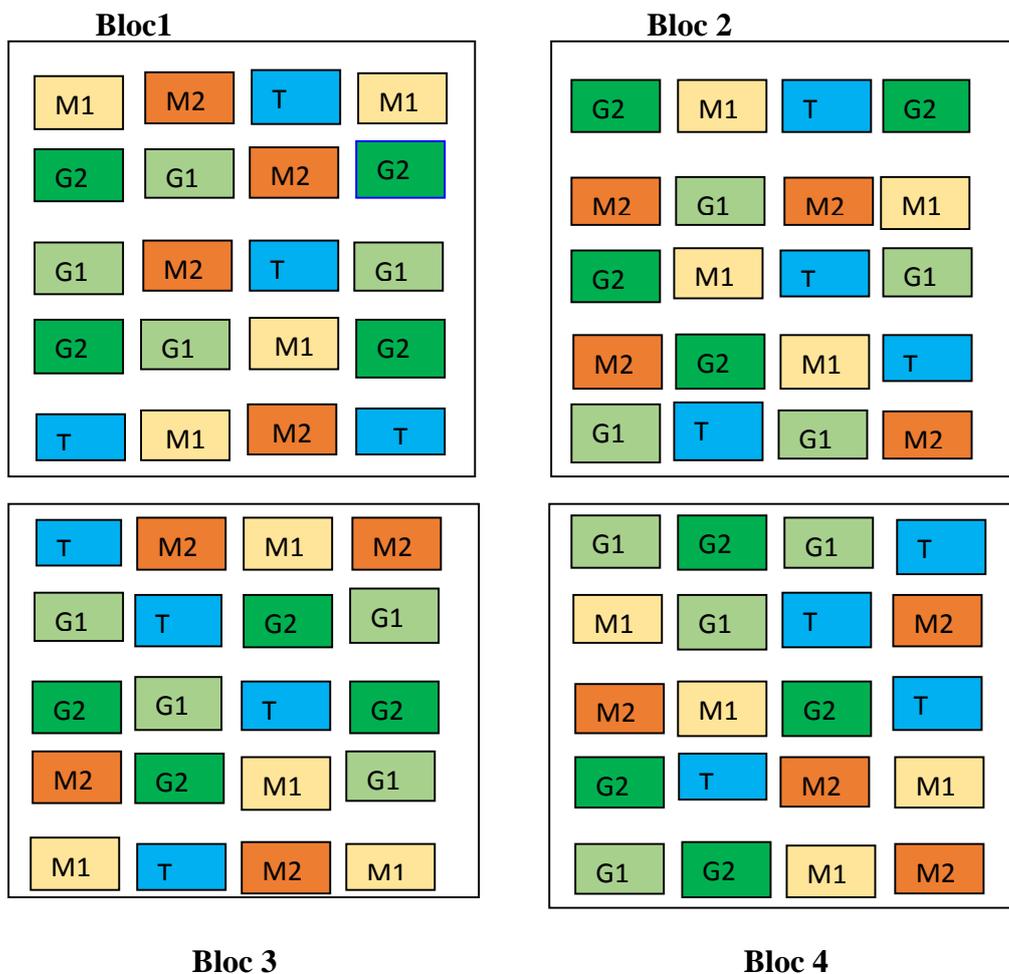


Figure 1. Schéma du dispositif expérimental

2.2.5. Le semis :

Une semaine après le traitement pesticide, nous avons semé cinq graines d'Orge par pot. Les pots sont, ensuite, immédiatement arrosés après le semis avec l'eau de robinet.

L'arrosage des plantules se fait un jour sur deux avec 20 ml d'eau de robinet à l'aide d'un pulvérisateur.

Nous avons déterminé l'influence des deux pesticides sur différents paramètres morphologiques et physiologiques.

2.2.6. Détermination des taux de levée :

Le taux de levée des plantules de tous les lots (Témoin, G1, G2, M1 et M2) de l'Orge a été déterminé chaque jour, jusqu'au 37^{ème} jour, après le semis des graines. Le taux de levée a été calculé selon la formule suivante :

$$\text{Taux de levée} = \text{Nombre de plantules} / \text{Nombre de graines semées} * 100$$

2.2.7. Détermination de la teneur en eau des plantules :

Les teneurs en eau des feuilles et des systèmes aérien et racinaire ont été déterminées sur dix plants de chaque lot (T, G1, G2, M1 et M2).

Les échantillons (feuilles, systèmes aérien et racinaire) ont été pesés à l'état frais, puis après séchage à l'étuve à une température de $65 \pm 2^\circ\text{C}$ jusqu'à l'obtention du poids constant. Les teneurs en eau ont été calculées selon la formule précédemment citée (§2.1.4).

2.2.8. Evaluation de la croissance :

2.2.8.1. Détermination des biomasses sèches :

Nous avons déterminé l'influence du Glyphosate et du Mancozèbe sur la croissance par les mesures du poids moyen d'une feuille et des poids secs des systèmes aérien et racinaire après séchage de ces échantillons à l'étuve à $65 \pm 2^\circ\text{C}$ pendant 72h, jusqu'à obtention des poids constants.

2.2.8.2. Détermination du nombre d'épis :

Le nombre d'épis produits par les plantules d'orge des différents traitements ont été comptés au moment du sacrifice des plantules, huit semaines après le semis.

2.2.9. Evaluation des paramètres biochimiques :

Nous avons déterminé les teneurs en pigments (chlorophylles et caroténoïdes) et en sucres solubles chez 20 plants à raison de quatre plants/traitement.

2.2.9.1. Détermination des teneurs en pigments (Chlorophylles et Caroténoïdes) :

Nous avons déterminé les teneurs en chlorophylles (a) et (b) et en caroténoïdes en deux étapes : extraction puis dosage, selon la méthode de Lichtenthaler et Buschmann (2001).

L'extraction est réalisée en broyant, dans un mortier, 0.1g de feuilles d'orge dans 10ml d'acétone à 80%, à l'obscurité. Ces extraits sont, ensuite, centrifugés pendant 10mn à 3000tr/mn dans une centrifugeuse réfrigérée. Le surnageant est récupéré et ajusté à 10ml avec de l'acétone à 80%.

La densité optique (DO) du surnageant est lue à l'aide d'un spectrophotomètre (marque UVmini-1240 UV-vis spectrophotometer SHIMADZU) à trois longueurs d'onde 447, 647et 663nm. Les teneurs en pigments sont ensuite calculées selon les formules suivantes Lichtenthaler et Buschmann (2001) :

$$\text{Chla} = 12.25 \times A_{663} - 2.79 \times A_{647}$$

$$\text{Chlb} = 21.50 \times A_{647} - 5.10 \times A_{663}$$

$$\text{Chlorophylle a+b} = 7.15 \times \text{DO à } 663 \text{ nm} + 18.71 \times \text{DO à } 647\text{nm}$$

$$\text{Car T} = 1000 \times A_{470} - 1.82 \times \text{Chla} - 85.02 \times \text{Chlb}$$

2.2.9.2. Détermination des teneurs en sucres solubles :

La détermination des teneurs en sucres solubles dans les feuilles d'orge est effectuée selon la méthode de Cerning-Berorard (1975), en deux étapes différentes : l'extraction et le dosage.

L'extraction est réalisée par broyage de 1g de feuilles dans 10ml d'éthanol à 80%. Ces extraits sont, ensuite, centrifugés trois fois successivement : pendant 20mn à 5000tr/mn, puis deux fois pendant 15min à 3000trs/mn. Les surnageants récupérés à la fin sont ajustés à 50ml avec de l'eau distillée.

Pour le dosage spectrophotométrique, dans un tube à essai, nous avons mis un volume de 0.5 ml prélevé de l'extrait précédent de 50 ml, 0,5ml d'eau distillée et 2 ml de réactif à l'Anthrone (Annexe 3). Les tubes préparés pour les différents extraits sont ensuite agités au vortex puis mis au bain-marie à 100°C pendant 7 mn. Après refroidissement des tubes, la lecture des densités optiques (DO) est réalisée à l'aide d'un spectromètre (marque UVmini-1240 UV-vis spectrophotometer SHIMADZU) à une longueur d'onde de 630 nm.

Les quantités de sucres ont été déterminées à partir d'une courbe étalon de glucose. Cette courbe étalon est déterminée après la lecture des densités optiques (représentées sur l'axe des Y) de solutions à différentes concentrations de glucose (5, 10, 20, 30, 40, 50 et 60 µg/ml) (représentées sur l'axe des X) (Figure 2)

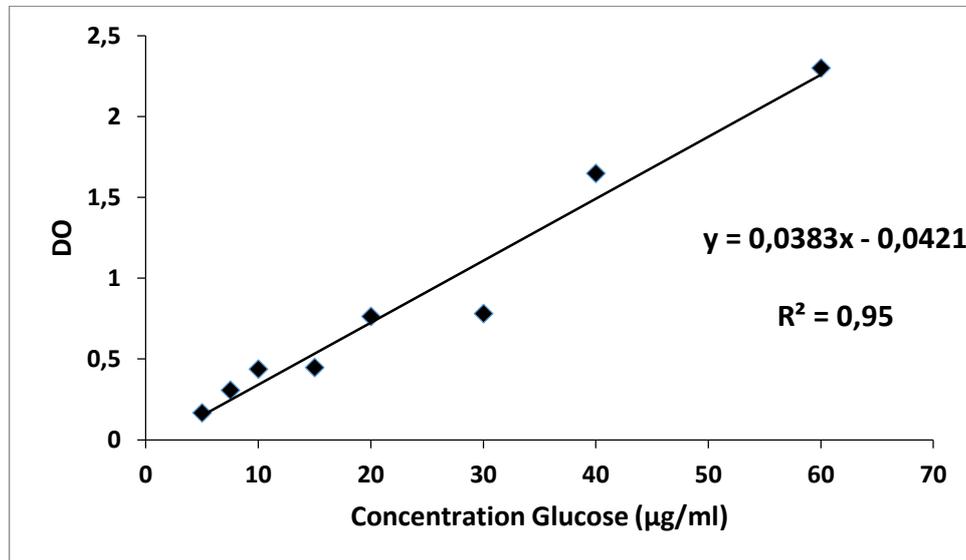


Figure 2. Courbe Etalon du Glucose

2.2.9.3. Détermination des taux de mortalités :

Les taux de mortalité de l'Orge dans les cinq lots témoin et traités (G1, G2, M1 et M2) ont été calculés le 2 mai, après deux mois du semis des graines, par la formule suivante :

Taux de mortalité (%) = Nombre plants morts / Nombre total de plants obtenus

3. Analyse statistique :

Tous les paramètres étudiés ont été analysés statistiquement avec le logiciel R version 3.0.2 2013.

Pour la première partie (sur boîtes de Pétri), lorsque les données sont gaussiennes, nous avons appliqué une ANOVA à deux facteurs (traitements et espèces) et lorsque les données ne sont pas gaussiennes, nous avons utilisé le test non paramétrique de Kruskal Wallis, suivis par un test post-hoc.

Pour la deuxième partie (sur substrat), nous avons utilisé une ANOVA à un facteur (traitement) lorsque les données sont gaussiennes sinon le test de Kruskal Wallis suivi d'un test post-hoc.

Chapitre 3 :

Résultats et discussion

1. Influence du Glyphosate et du Mancozèbe sur l'Avoine et l'Orge dans les boîtes de Pétri :

1.1. Effet sur le taux de germination :

Les cinétiques de l'évolution des pourcentages de germination cumulés en fonction des jours montrent, chez les témoins et les traités, l'existence de deux phases chez l'Avoine (Figure 3) et l'Orge (Figure 4) :

-Une phase exponentielle de germination où les taux de germination augmentent avec le temps. La durée de cette phase est variable selon l'espèce et le traitement. Elle est plus courte chez l'Orge car elle dure deux (lots T, G1 et M2) à six (M1) jours et chez l'Avoine, elle s'étale de trois (M1) à 7 jours (T et G2). Cependant, le test de Kruskal-Wallis ne montre pas de différence significative concernant la durée de cette phase exponentielle.

-Une autre phase caractérisée par une stabilisation des taux de germination.

Chez l'Avoine, nous remarquons l'existence d'une première phase de latence de deux jours uniquement chez le lot G1 (Figure 3, Tableau 7).

Chez l'Orge, l'analyse statistique a montré que le glyphosate a diminué les taux de germination le premier jour seulement et cette diminution est plus élevée à forte dose (G2) qu'à faible dose (G1). Cette analyse a, également, révélé que le Mancozèbe a eu un effet négatif sur la germination de l'orge le premier jour seulement et la diminution, contrairement au Glyphosate, est plus importante à faible concentration qu'à forte concentration (Figure 4).

Chez l'Avoine, les deux pesticides testés n'ont eu aucun effet statistiquement significatif jusqu'à la fin des essais de germination.

Tableau 7. Taux de germination d' *H. vulgare* (O) et d'*A. sativa* (A) témoin et traitées, dans les boîtes de Pétri, au Glyphosate et au Mancozèbe aux doses prescrites (G1 et M1) et aux doubles des doses prescrites (G2 et M2).

traitement Jours	T		G1		G2		M1		M2	
	O	A	O	A	O	A	O	A	O	A
J1	64.5 ±11.82 (a)	1,04±2.08 (c)	53.62±12.91 (ab)	0 ± 0 (c)	40.65±5.52 (b)	2±2.32 (c)	45±2 (b)	1±2 (c)	52±14.24 (ab)	3,08±3.96 (c)
J2	75.7 ±7.09	1,04±2.08	85.83±5.26	0 ± 0	79.31±10.7	2±2.32	79±8.87	1±2	86±8.33	3,08±3.96
J3	75.7 ±7.09	39,33±10.75	85.83±5.26	35±11.94	81.27±8.51	38,45±5.71	79±8.87	30,38±9.86	86±8.33	14,21±6.92
J4	75.7 ±7.09	39,33±10.75	85.83±5.26	36±10.33	81.27±8.51	38,45±5.71	79±8.87	30,38±9.86	86±8.33	19,25±8.66
J5	75.7 ±7.09	39,33±10.75	85.83±5.26	36±10.33	81.27±8.51	38,45±3.54	79±8.87	30,38±9.86	86±8.33	19,25±8.66
J6	75.7 ±7.09	40,33±9.45	85.83±5.26	37±8.78	81.27±8.51	41,41±3.58	80±8.87	30,38±9.86	86±8.33	19,25±8.66
J7	75.7 ±7.09	43,33±7.66	85.83±5.26	37±8.87	81.27±8.51	42,41±3.58	80±8.87	30,38±9.86	86±8.33	19,25±8.66
J10	75.7 ±7.09	43,33±7.66	85.83±5.26	37±8.87	81.27±8.51	42,41±3.58	80±8.87	30,38±9.86	86±8.33	19,25±8.66
J20	75.7 ±7.09	43,33±7.66	85.83±5.26	37±8.87	81.27±8.51	42,41±3.58	80±8.87	30,38±9.86	86±8.33	19,25±8.66

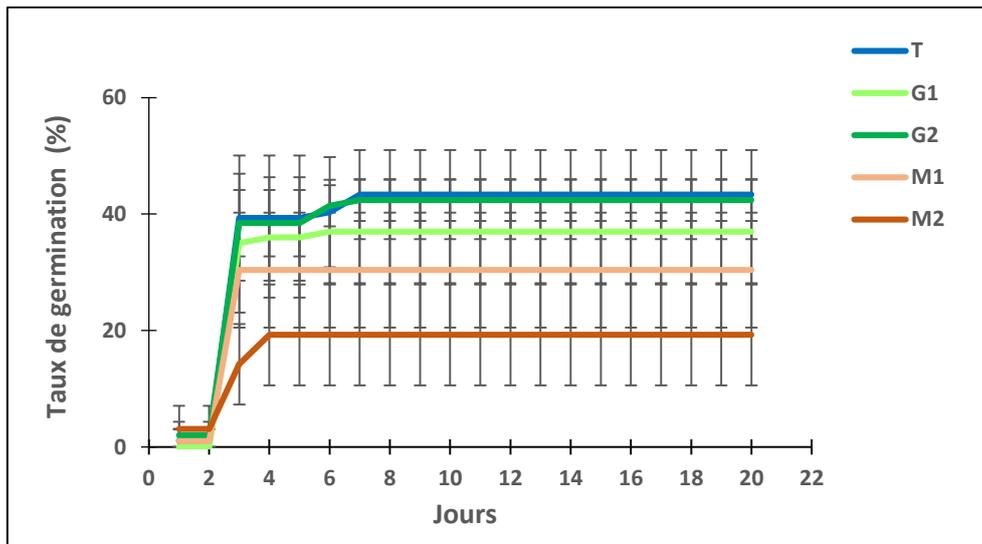


Figure 3. Evolution des taux germination d'*A. sativa*, témoin et traitées, dans les boites de Pétri, au Glyphosate et au Mancozèbe aux doses prescrites (G1 et M1) et aux doubles des doses prescrites (G2 et M2), au cours du temps.

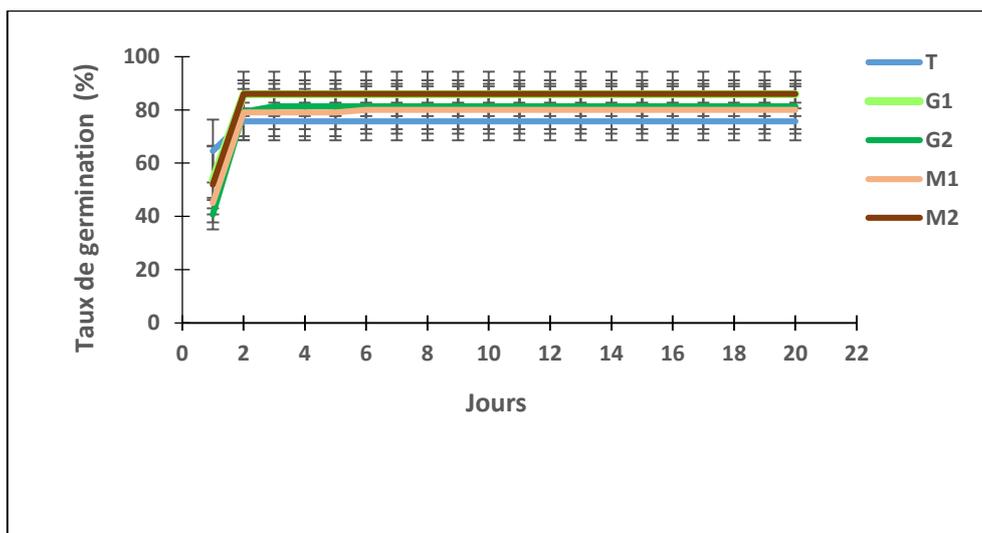


Figure 4. Evolution des taux de germination d'*H. vulgare*, témoin et traitées, dans les boites de Pétri, au Glyphosate et au Mancozèbe aux doses prescrites (G1 et M1) et aux doubles des doses prescrites (G2 et M2), au cours du temps.

A la fin des tests de germination, après 20 jours (Figures 5, 6 et 7) nous remarquons que :

- les taux de germination sont plus élevés chez l'Orge (75,66%) que chez l'Avoine (43,33%) témoins.
- le Glyphosate et le Mancozèbe, à faible et à forte doses, n'ont eu aucun effet statistiquement significatif.

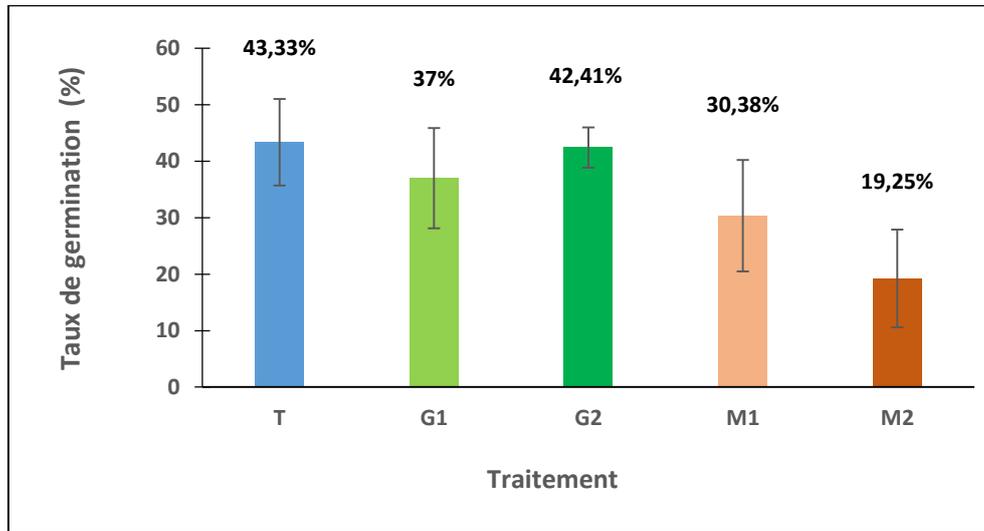


Figure 5. Taux germination d'*A. sativa*, témoin et traitées, dans les boîtes de Pétri au Glyphosate et au Mancozèbe aux doses prescrites (G1 et M1) et aux doubles des doses prescrites (G2 et M2), après 20 jours de la mise en germination.

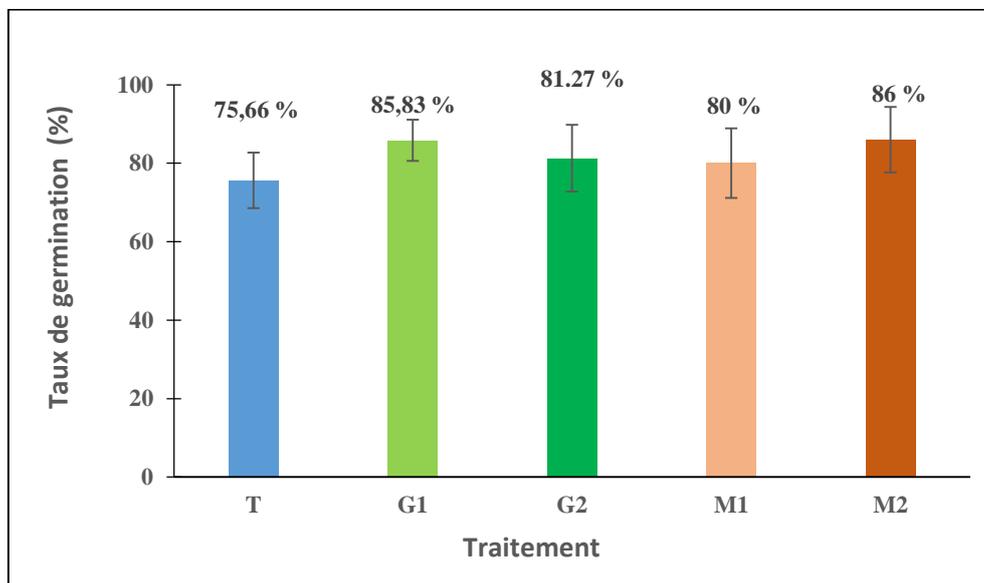


Figure 6. Taux de germination d'*H. vulgare*, témoin et traitées, dans les boîtes de Pétri, au Glyphosate et au Mancozèbe aux doses prescrites (G1 et M1) et aux doubles des doses prescrites (G2 et M2), après 20 jours de la mise en germination.

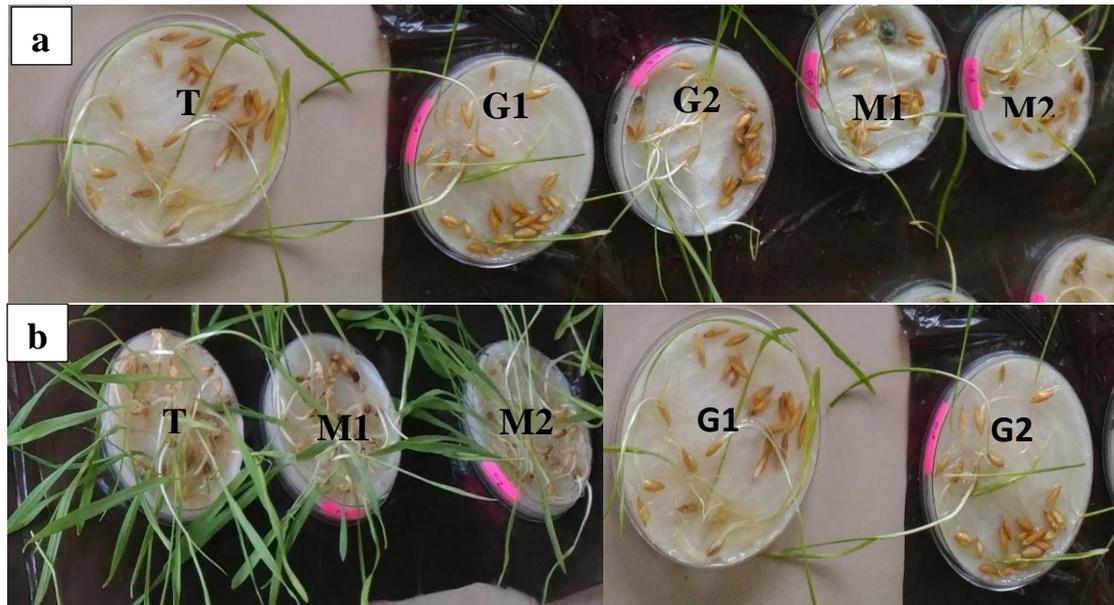


Figure 7. Plantules (a) d’Avoine et (b) d’Orge témoin et traitées, dans les boîtes de Pétri, au Glyphosate et au Mancozèbe aux doses prescrites (G1 et M1) et aux doubles des doses prescrites (G2 et M2), après 20 jours de la mise en germination.

Donc, à l’exception de l’effet négatif du Glyphosate et du Mancozèbe sur la germination des plantules d’Orge observé le premier jour seulement, le Glyphosate et le Mancozèbe n’ont eu aucun effet, à ce stade sur la germination des deux espèces.

1.2. Effet sur la teneur en eau des plantules :

L’effet sur la teneur en eau a été déterminé chez les plantules témoins et traitées des deux espèces, après 20 jours de la mise en germination.

Nous remarquons que les teneurs en eau sont différentes entre les deux espèces, les plus élevées sont enregistrées chez l’Orge où elles s’étalent entre 84% (G2) et 91% (M1) et chez l’Avoine, elles varient entre 82% (G1) et 89% (T) (Figures 8 et 9).

L’analyse statistique, à l’aide du test de Kruskal-Wallis à $P=5\%$, montre que les différences constatées entre les traitements et les deux espèces, Orge ou Avoine, ne sont pas significatives.

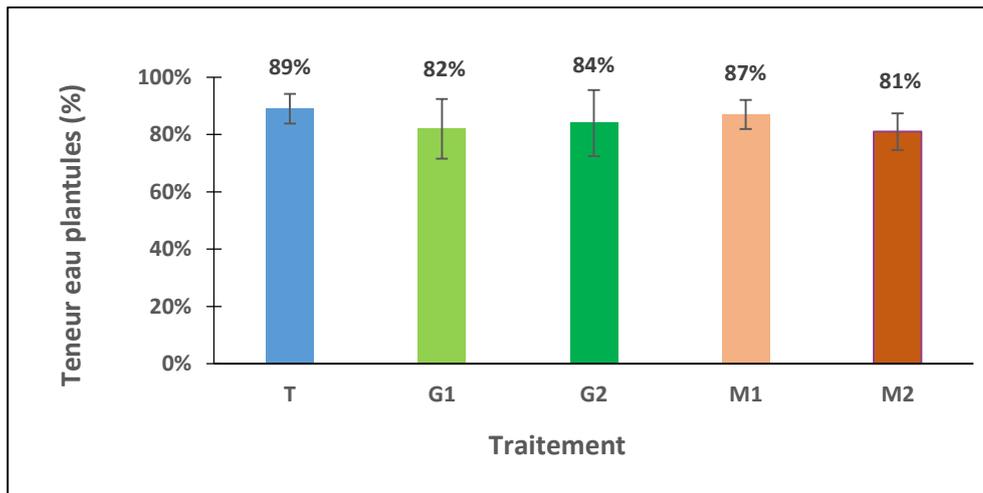


Figure 8. Teneur en eau des plantules d'*A. sativa*, témoin et traitées, dans les boîtes de Pétri, au Glyphosate et au Mancozèbe aux doses prescrites (G1 et M1) et aux doubles des doses prescrites (G2 et M2), après 20 jours de la mise en germination.

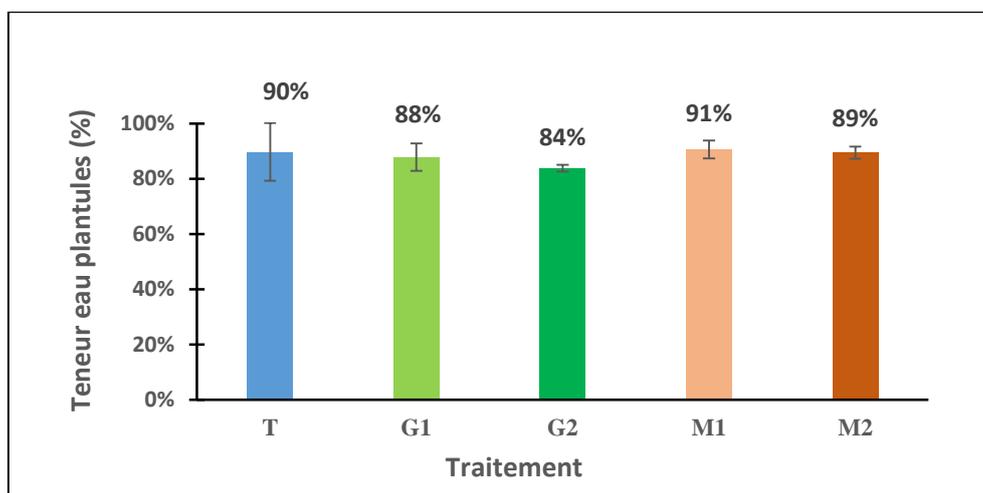


Figure 9. Teneur en eau des plantules d'*H. vulgare*, témoin et traitées, dans les boîtes de Pétri, au Glyphosate et au Mancozèbe aux doses prescrites (G1 et M1) et aux doubles des doses prescrites (G2 et M2), après 20 jours de la mise en germination.

Donc, le Glyphosate et le Mancozèbe n'ont pas eu d'effet négatif, à ce stade, sur la teneur en eau des plantules d'Avoine et d'Orge.

1.3. Effet sur la croissance des plantules :

L'effet sur la croissance a été évalué par le poids sec des plantules témoins et traitées des deux espèces, après 20 jours de la mise en germination.

L'analyse de la variance, à un facteur, effectuée montre que les différences des poids secs observées entre les deux espèces et les différents traitements sont significatives. Et le test post hoc de Newman et Keuls révèle l'existence de trois groupes :

-groupe **a** représenté par les lots d'Orge T, G1, M2.

-groupe **b** représenté par le lot d'Avoine G2.

-groupe **ab** représenté par tous les autres lots : Orge G2 et M1 et Avoine T, G1, M1 et M2.

D'après ces résultats, indépendamment du traitement, les plantules d'Orge présentent une meilleure croissance que celles d'Avoine ; en effet, les poids secs des plantules sont supérieurs chez le témoin de l'Orge que chez le témoin de l'Avoine (Figures 10 et 11).

Le Glyphosate à faible dose (G1) et le Mancozèbe à forte dose (M2) n'ont eu aucun effet sur la croissance de l'Orge et de l'Avoine. En revanche le traitement G2 inhibe la croissance des deux espèces et le traitement M1 inhibe celle de l'Orge seulement.

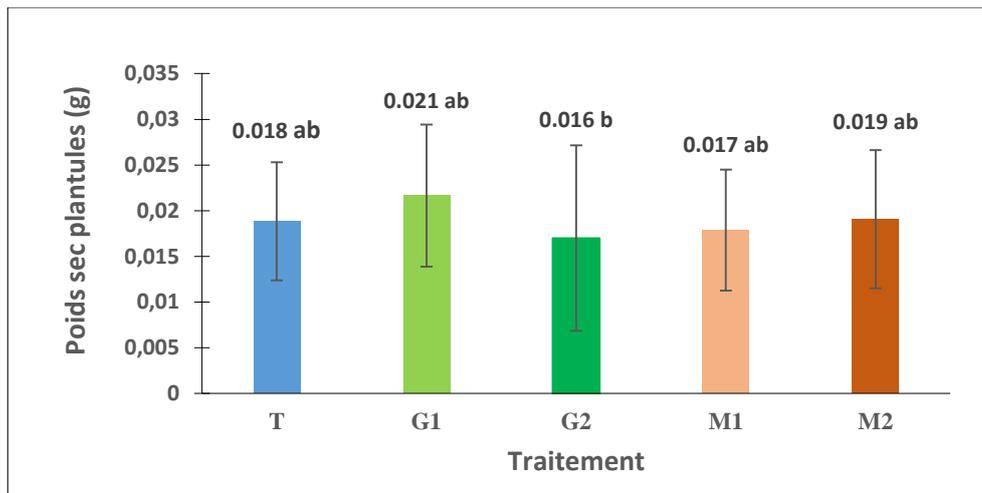


Figure 10. Poids sec des plantules d'*A. sativa*, témoin et traitées, dans les boîtes de Pétri, au Glyphosate et au Mancozèbe aux doses prescrites (G1 et M1) et aux doubles des doses prescrites (G2 et M2), après 20 jours de la mise en germination.

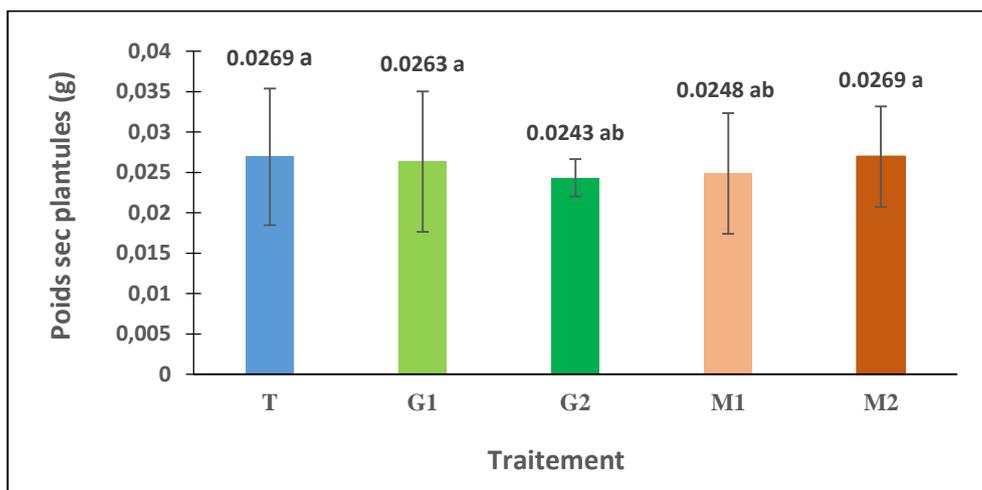


Figure 11. Poids sec des plantules d'*H. vulgare*, témoin et traitées, dans les boîtes de Pétri, au Glyphosate et au Mancozèbe aux doses prescrites (G1 et M1) et aux doubles des doses prescrites (G2 et M2), après 20 jours de la mise en germination.

Donc, le Glyphosate et le Mancozèbe, n'ont eu aucun effet sur la teneur en eau des plantules d'Avoine et d'Orge. Mais ils ont eu un effet négatif sur la biomasse sèche des deux espèces.

1.4. Récapitulation des effets du Glyphosate et du Mancozèbe chez l'Avoine et l'Orge dans les boîtes de Pétri :

Les réponses de l'Orge et de l'Avoine vis-à-vis des deux pesticides sont souvent similaires (Tableau 8) :

-le Mancozèbe n'a eu aucun effet aux deux doses testées (M1 et M2) sur le taux de germination, sauf le premier jour pour l'Orge où il a eu un effet négatif, et la teneur en eau des plantules des deux espèces.

-le Glyphosate a eu le même effet chez les deux espèces : un effet neutre sur le taux de germination à faible et à forte doses (G1 et G2), sauf le premier jour pour l'Orge où il a eu un effet négatif, sur la teneur en eau des plantules et sur la biomasse sèche à forte dose (G1).

Seul le Mancozèbe à dose prescrite (M1) a exercé des effets différents chez les deux espèces : il est sans effet chez l'Avoine et a diminué la croissance des plantules chez l'Orge (Tableau 8).

Tableau 8 : Récapitulatif des effets, du Glyphosate et du Mancozèbe, observés chez l'Avoine et l'Orge, dans les boîtes de Pétri.

Traitements	Glyphosate				Mancozèbe			
	G1		G2		M1		M2	
Espèce	Avoine	Orge	Avoine	Orge	Avoine	Orge	Avoine	Orge
Paramètre								
Taux de germination	0	0 (j1= -)	0	0 (j1= -)	0	0 (j1= -)	0	0 (j1= -)
Teneur en eau Plantules	0	0	0	0	0	0	0	0
Biomasse sèche Plantules	0	0	-	-	0	-	0	0

0 : pas d'effet

+ : effet positif

- : effet négatif

2. Influence du Glyphosate et du Mancozèbe sur l'Orge cultivé sur Substrat :

2.1. Caractéristiques du substrat utilisé :

Le sol de Bastos utilisé comme substrat pour l'Orge présente un pH légèrement alcalin (8,12) et non salé selon les échelles de Mathieu et Pieltin (2003) (Tableau 9).

Tableau 9 : pH et Conductivité électrique du sol utilisé.

PH-eau (2/5)	CE (1/5) ($\mu\text{mho}/\text{cm}^{-1}\text{ds.m}^{-1}$)
8.12± 0.02	284,5715± 48,4701202

2.2. Effet sur le taux de levée :

Les taux de levées ont été évalués chaque jour pendant 37 jours après le semis des graines d'Orge (Tableau 10).

Les cinétiques de l'évolution des pourcentages des taux de levées cumulés en fonction des jours montrent, chez les témoins et les traités, l'existence de deux phases chez l'Orge (Figure 12) :

-Une phase exponentielle de la levée où les taux de levées augmentent avec le temps. La durée de cette phase est de quatre jours chez les cinq lots.

-Une autre phase caractérisée par une stabilisation des taux de levées.

L'analyse statistique a montré que le glyphosate et le Mancozèbe n'ont eu aucun effet statistiquement significatif sur la levée de l'orge jusqu'à la fin des essais des taux de levées.

Tableau 10. Taux de levée d' *H. vulgare*, témoin et traitées sur substrat au Glyphosate (G1 et G2), au Mancozèbe (M1 et M2) au cours du temps (Jours).

Traitement / Jours	T	G1	G2	M1	M2
J1	74.66±19,22	61,25±29,64	72,5±20,49	75±15,49	68,75±30,96
J2	77,33±18.31	68,75±28.25	75±21.29	85±13.66	72.5±31.73
J3	82.66±16.68	76.25±27.54	81.25±22.47	87.5±14.38	81.25±33.04
J4	84±15.49	81.25±26.80	82.5±21.75	91.25±10.25	85±33.86
J5	84±15.49	81.25±26.80	85±20	91.25±10.25	85±33.86
J10	84±15.49	81.25±26.80	85±20	91.25±10.25	85±33.86
J20	84±15.49	81.25±26.80	85±20	91.25±10.25	85±33.86
J37	84±15.49	81.25±26.80	85±20	91.25±10.25	85±33.86

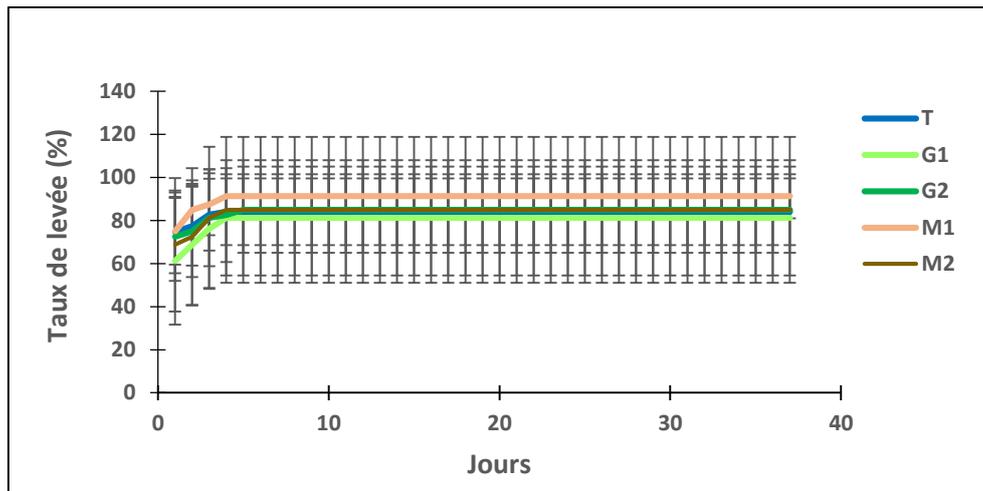


Figure12. Evolution des taux de levée d'*H. vulgare*, témoin et traitées sur substrat au Glyphosate et au Mancozèbe aux doses prescrites (G1 et M1) et aux doubles des doses prescrites (G2 et M2), au cours du temps.

Le Glyphosate et le Mancozèbe n'ont eu aucun effet sur le taux de levée après 37 jours de l'Orge, à faible et à forte concentrations puisque les faibles différences existant entre le témoin et les lots traités ne sont pas statistiquement significatives (Figure 13).

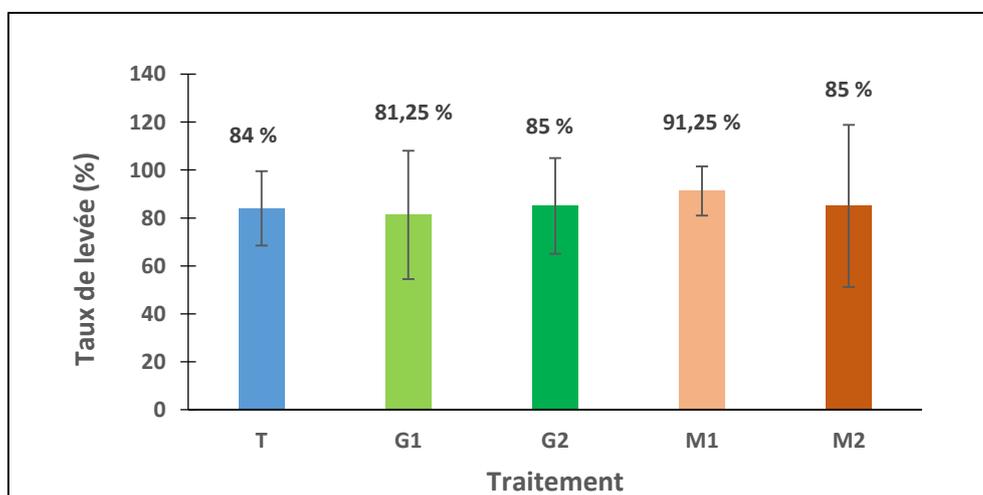


Figure13. Taux de levée d'*H. vulgare*, témoin et traitées sur substrat au Glyphosate et au Mancozèbe aux doses prescrites (G1 et M1) et aux doubles des doses prescrites (G2 et M2), après 37 jours.

Donc, le Glyphosate et le Mancozèbe n'ont eu aucun effet, sur le taux de levée des plantules d'Orge.

2.3. Effet sur la teneur en eau :

L'effet sur la teneur en eau a été déterminé chez les plantules témoins et traitées de l'Orge, deux mois après le semis, au niveau des feuilles et des systèmes aérien et racinaire.

2.3.1. Effet sur la teneur en eau des feuilles :

Les teneurs en eau des feuilles d'Orge montrent des différences entre les cinq lots, la teneur la plus élevée est enregistrée chez le Glyphosate à faible dose (G1) alors que la teneur la plus faible est observée chez les plants traités sur substrat au Mancozèbe à double dose (M2). Cependant, l'analyse statistique par le test de Kruskal –Wallis ne montre pas de différence significative entre les différents lots (Figure 14).

Donc, le Glyphosate et le Mancozèbe n'ont pas d'effet sur la teneur en eau des feuilles.

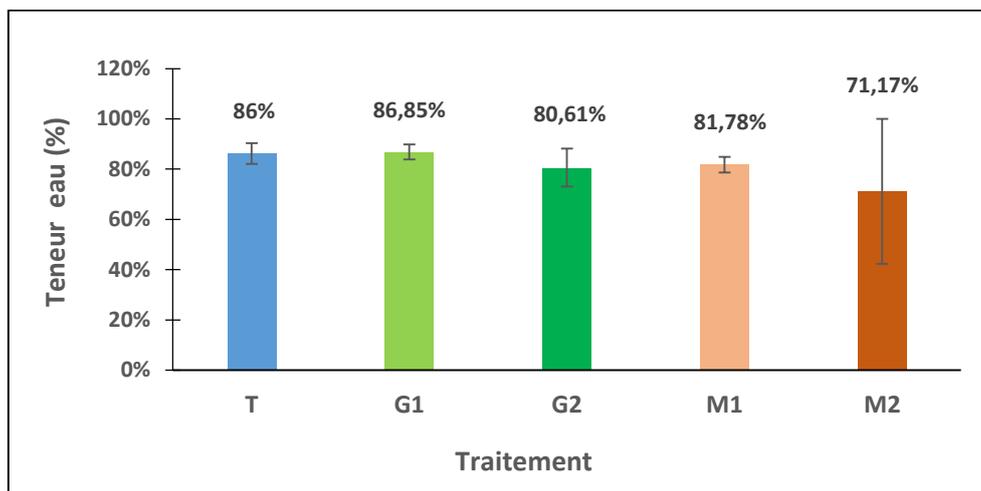


Figure14. Teneur en eau des feuilles d'*H. vulgare*, témoin et traitées sur substrat au Glyphosate et au Mancozèbe aux doses prescrites (G1 et M1) et aux doubles des doses prescrites (G2 et M2), deux mois après le semis.

2.3.2. Effet sur la teneur en eau du système aérien :

Les teneurs en eau des systèmes aériens des cinq lots sont proches : 88%, 87,04%, 88,33%, 88,43% et 89,78% chez les lots T, G1, G2, M1 et M2 respectivement. Le test statistique de Kruskal-Wallis a confirmé l'inexistence de différences significatives (Figure 15).

Donc, le Glyphosate et le Mancozèbe n'ont pas d'effet sur la teneur en eau des systèmes aériens.

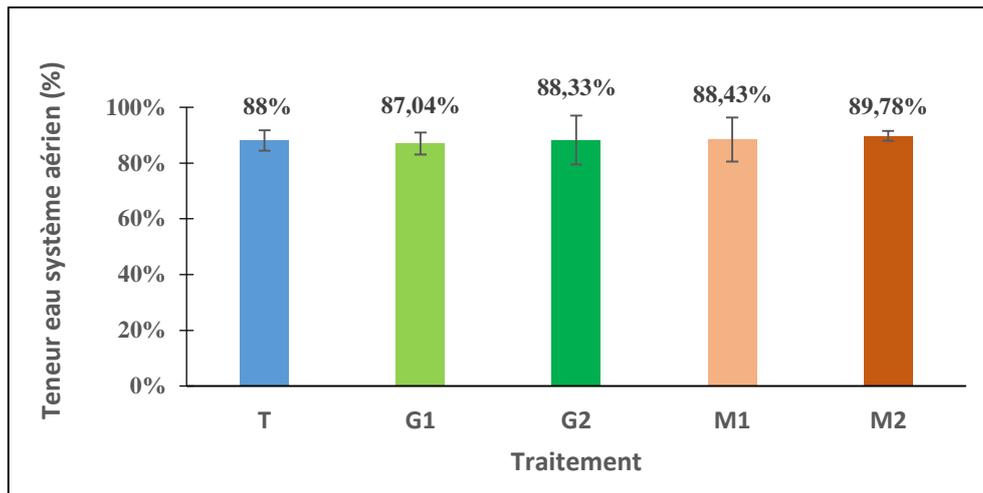


Figure15. Teneur en eau du système aérien des plantules d'*H.vulgare*, témoin et traitées sur substrat au Glyphosate et au Mancozèbe aux doses prescrites (G1 et M1) et aux doubles des doses prescrites (G2 et M2), deux mois après le semis.

2.3.3. Effet sur la teneur en eau du système racinaire :

Les teneurs en eau enregistrées au niveau des systèmes racinaires, chez les cinq lots montrent des différences statistiquement significatives, selon le test statistique de Kruskal-Wallis. Le test post-hoc de Newman et Keuls au seuil de 5% a classé ces lots en trois groupes :

- Le groupe **a** constitué par le lot M2.
- Le groupe **b** constitué par les lots G1, G2 et M1.
- Le groupe **ab** constitué par le lot Témoin. (Figure 16).

Donc, Contrairement aux teneurs en eau au niveau des feuilles et des systèmes aériens, les pesticides utilisés ont exercé un effet sur la teneur en eau des systèmes racinaires :

- le Glyphosate, a diminué la teneur en eau du système racinaire à faible et à forte dose (G1 et G2)
- l'effet du Mancozèbe dépend de la concentration, il a stimulé cette teneur à forte dose (M2) alors qu'il l'a diminuée à faible dose (M1).

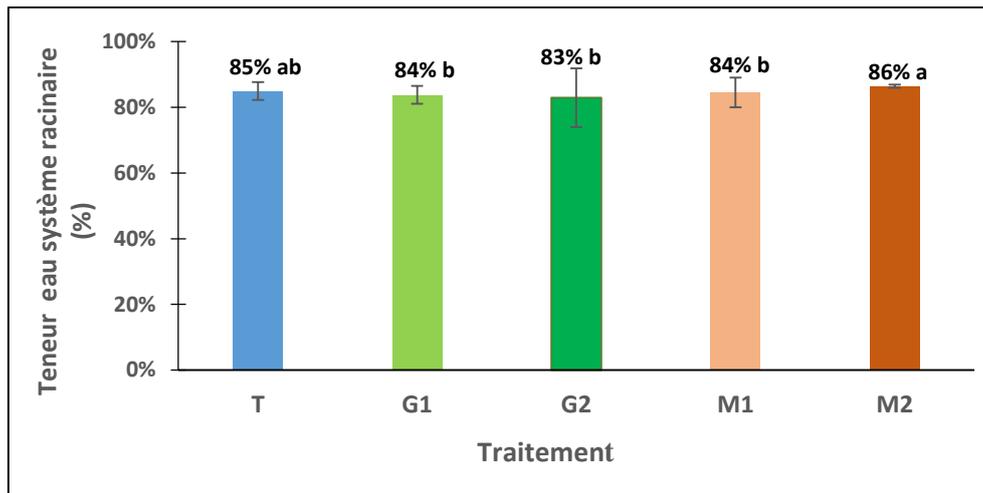


Figure16. Teneur en eau du système racinaire des plantules d'*H.vulgare*, témoin et traitées sur substrat au Glyphosate et au Mancozèbe aux doses prescrites (G1 et M1) et aux doubles des doses prescrites (G2 et M2), deux mois après le semis.

Donc, le Glyphosate et le Mancozèbe, n'ont eu aucun effet sur la teneur en eau des feuilles et du système aérien des plantules d'Orge. Mais G1, G2 et M1 ont eu un effet négatif et M2 a eu un effet positif sur la teneur en eau du système racinaire.

2.4. Effet sur la croissance :

L'effet du Glyphosate et du Mancozèbe sur la croissance a, été, évalué après deux mois du semis par la mesure de nombreux paramètres morphologiques : poids sec des systèmes aérien et racinaire, poids sec moyen d'une feuille et nombre d'épis.

2.4.1. Effet sur le poids sec système aérien :

Même si le lot témoin présente un poids sec du système aérien plus élevé (0,105g) que les lots traités aux pesticides 0,0789g, 0,0755g, 0,0724g et 0,0781g pour G1, G2, M1 et M2 respectivement, l'analyse statistique par l'ANOVA révèle que ces différences ne sont pas significatives (Figures 17 et 18).

Donc, le Glyphosate et le Mancozèbe n'ont pas d'influence sur le poids sec du système aérien de l'orge.

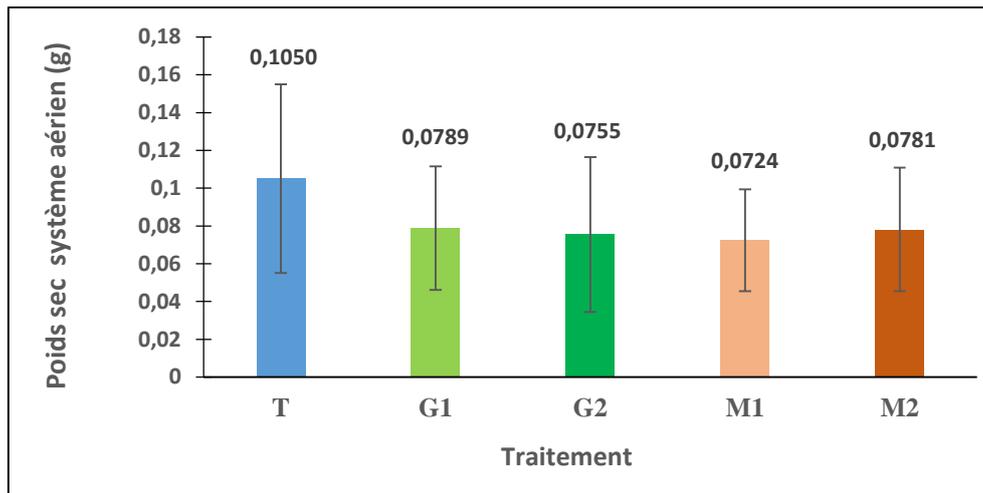


Figure17. Poids sec du système aérien des plantules d'*H.vulgare*, témoin et traitées sur substrat au Glyphosate et au Mancozèbe aux doses prescrites (G1 et M1) et aux doubles des doses prescrites (G2 et M2), deux mois après le semis.

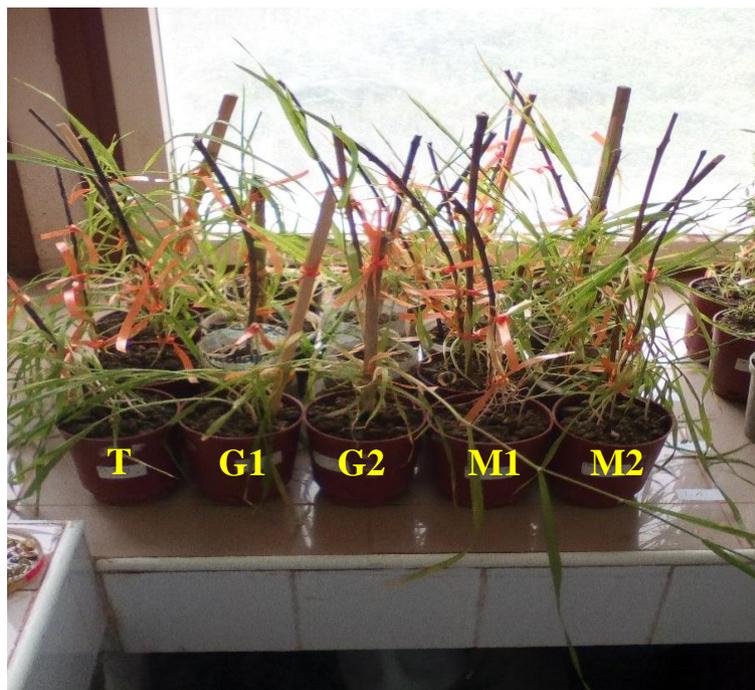


Figure 18. Plants d'*H. vulgare*, témoin et traités sur substrat au Glyphosate et au Mancozèbe aux doses prescrites (G1 et M1) et aux doubles des doses prescrites (G2 et M2), après deux mois du semis.

2.4.2. Effet sur le poids sec moyen d'une feuille :

C'est le lot témoin qui montre le poids moyen le plus élevé (0,0163g) et c'est les lots traités au Glyphosate qui montrent les valeurs les plus faibles (0,0126g et 0,127g pour G1 et

G2 respectivement). Les valeurs des lots traités au Mancozèbe sont intermédiaires (0,0129g et 0,0145g pour M1 et M2 respectivement) (Figure 19). Cependant, l'analyse de la variance ANOVA ne montre pas de différence significative.

Donc, le Glyphosate et le Mancozèbe n'ont pas d'influence sur la biomasse moyenne d'une feuille d'Orge.

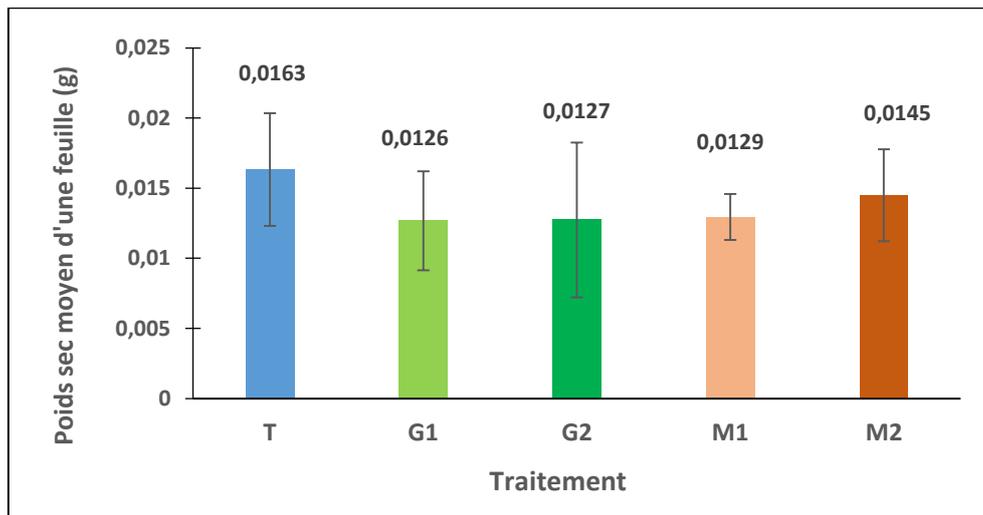


Figure 19. Poids sec moyen d'une feuille d'*H.vulgare*, témoin et traitées sur substrat au Glyphosate et au Mancozèbe aux doses prescrites (G1 et M1) et aux doubles des doses prescrites (G2 et M2), deux mois après le semis.

2.4.3. Effet sur le poids sec du système racinaire :

Les différences constatées, pour ce paramètre, entre les cinq lots sont statistiquement significatives selon le test de kruskal-Wallis, et le test post-hoc de Newman et Keuls au seuil de 5% révèle l'existence de quatre groupes différents (Figure 21) :

- Le groupe **a** constitué par le lot T.
- Le groupe **b** constitué par le lot G1.
- Le groupe **c** constitué par le lot M1.
- Le groupe **bc** constitué par les lots G2 et M2.

Les plants témoins montrent le meilleur développement racinaire (Figures 20 et 21).

Les deux pesticides utilisés diminuent la croissance du système racinaire de l'Orge :

- le Mancozèbe (M1 et M2) est plus inhibiteur que le Glyphosate (G1 et G2).

-l'effet inhibiteur du Glyphosate augmente avec l'augmentation de sa concentration alors que celui du Mancozèbe diminue avec l'augmentation de sa concentration.

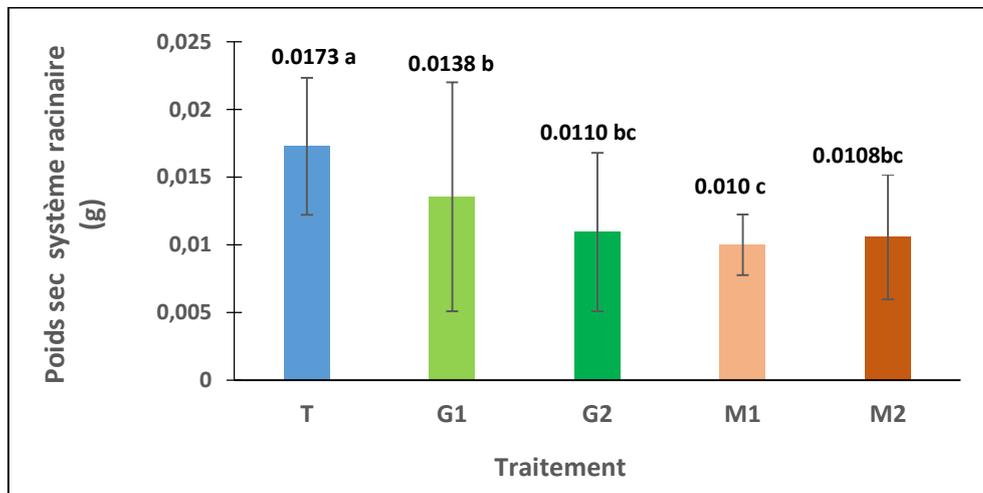


Figure 20. Poids sec du système racinaire des plantules d'*H. vulgare*, témoin et traitées sur substrat au Glyphosate et au Mancozèbe aux doses prescrites (G1 et M1) et aux doubles des doses prescrites (G2 et M2), deux mois après le semis.



Figure 21. Système racinaire d'*H. vulgare*, témoin, à développement important, occupant tout le substrat, après deux mois du semis.

Donc, à l'exception de l'effet négatif, du Glyphosate et du Mancozèbe, sur la biomasse sèche, du système racinaire des plantules d'Orge, le Glyphosate et le Mancozèbe, n'ont eu aucun effet, sur la biomasse sèche, du système aérien, et la biomasse sèche, moyenne d'une feuille d'Orge.

2.4.4. Effet sur le nombre d'épis :

Le nombre d'épis, à ce stade, c'est-à-dire à deux mois, est faible chez tous les lots. Ce sont les lots traités au Glyphosate qui montrent plus d'épis. Chez les lots traités au Mancozèbe, quel que soit la dose, aucun épis n'est observé (Figures 22 et 23). L'analyse statistique par Kruskal-Wallis ne révèle, cependant, pas d'effet significatif entre les cinq lots témoin et traités.

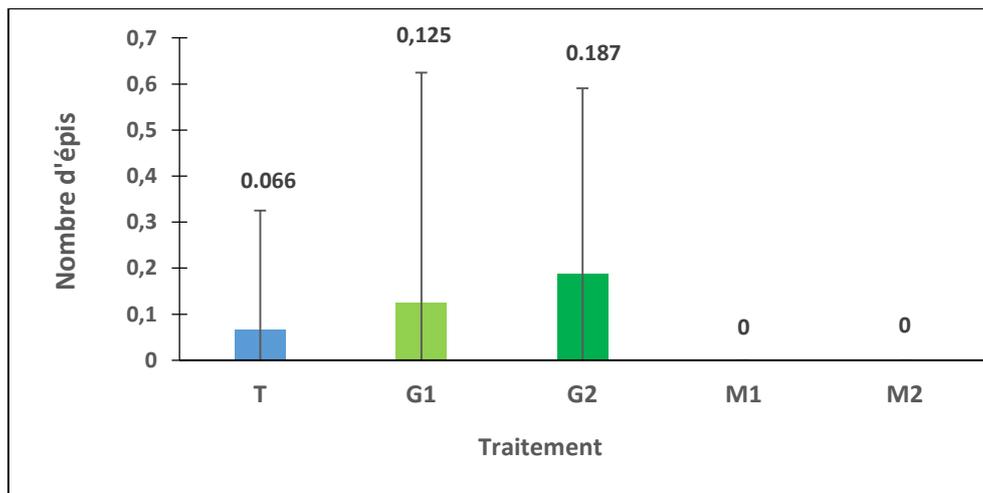


Figure 22. Nombre d'épis chez les plantules d'*H.vulgare*, témoin et traitées sur substrat au Glyphosate et au Mancozèbe aux doses prescrites (G1 et M1) et aux doubles des doses prescrites (G2 et M2), après deux mois du semis.

Donc, le Glyphosate et le Mancozèbe, n'ont pas eu d'effet négatif, sur le nombre d'épis d'Orge.



Figure 23. Epis d'*H. Vulgare* chez les plants témoin **a** et traitées sur substrat au Glyphosate à la dose prescrite **G1b** et à la double de la dose prescrite **G2c**.

2.5. Effet sur les paramètres biochimiques :

2.5.1. Effet sur les teneurs en pigments :

2.5.1.1. Effet sur la teneur en chlorophylle (a) :

Les teneurs en Chl(a) sont différentes chez les cinq lots : elles sont de 619.880, 626.535, 522.318, 494.689, 545.804 $\mu\text{g/g}$ PF chez les lots T, G1, G2, M1 et M2 respectivement (Figure 24). L'analyse de la variance par l'ANOVA montre qu'il n'existe pas de différence significative entre les cinq lots.

Donc, le Glyphosate et le Mancozèbe n'ont pas d'effet sur la teneur des feuilles en chlorophylle (a).

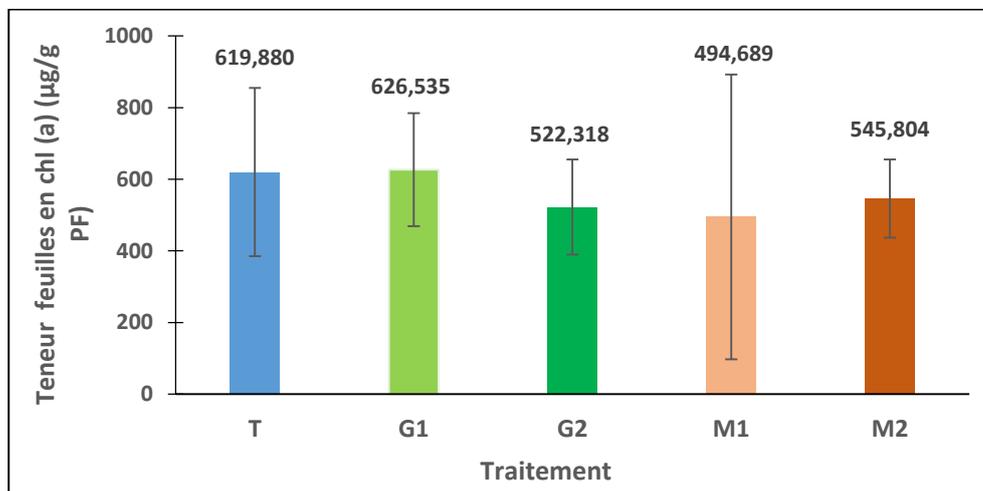


Figure 24. Teneurs, en chlorophylles (a) des feuilles d'*H. vulgare* témoin et traitées sur substrat au Glyphosate et au Mancozèbe aux doses prescrites (G1 et M1) et aux doubles des doses prescrites (G2 et M2), deux mois après le semis.

2.5.1.2. Effet sur la teneur en chlorophylle (b) :

Nous remarquons des différences dans les teneurs en Chl (b) entre les différents lots ; le lot témoin montre la teneur la plus faible mais l'analyse de la variance ANOVA n'a pas montré de différences significatives (Figure 25).

Donc, le Glyphosate et le Mancozèbe n'ont pas d'effet sur les teneurs foliaires en Chl(b).

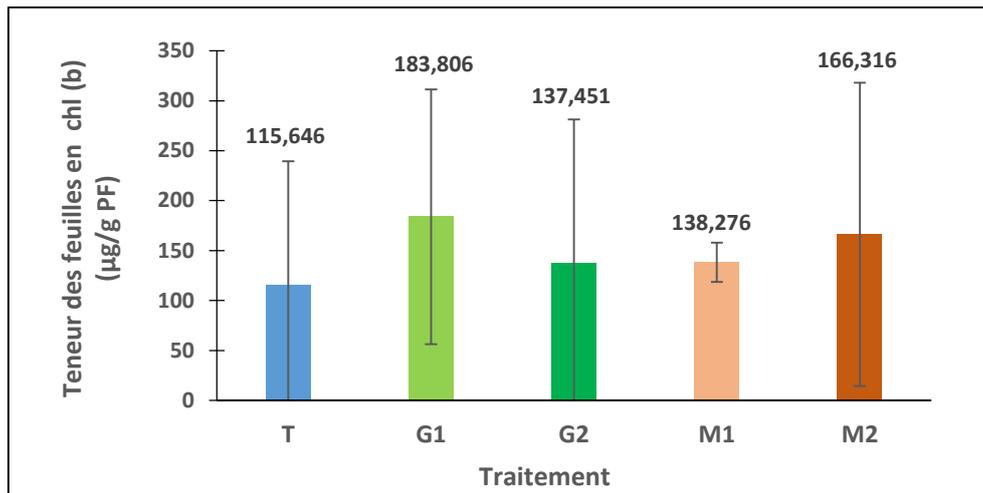


Figure 25. Teneurs en chlorophylles (b) des feuilles d'*H. vulgare* témoin et traitées sur substrat au Glyphosate et au Mancozèbe aux doses prescrites (G1 et M1) et aux doubles des doses prescrites (G2 et M2), deux mois après le semis.

2.5.1.3. Effet sur la teneur en chlorophylles totales (a+b) :

Comme pour les teneurs en Chl(a) et Chl(b), les traitements utilisés n'ont pas d'influence sur la teneur en Chlorophylles totales des feuilles d'Orge puisque l'étude statistique par ANOVA ne signale pas de différences significatives entre les lots (Figure 26).

Donc, le Glyphosate et le Mancozèbe n'exercent pas d'effet sur la teneur des feuilles en chlorophylles totales.

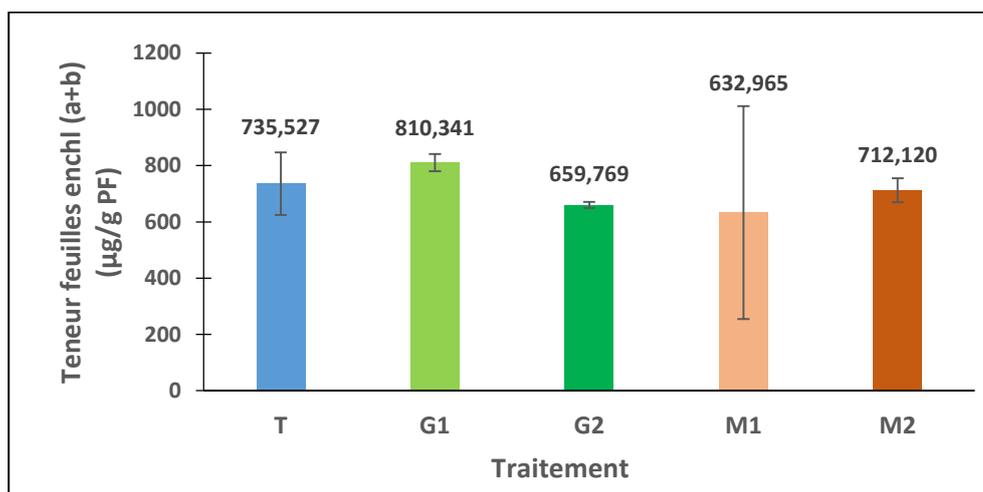


Figure 26. Teneurs en chlorophylles totales (a+b) des feuilles d'*H. vulgare* témoin et traitées sur substrat au Glyphosate et au Mancozèbe aux doses prescrites (G1 et M1) et aux doubles des doses prescrites (G2 et M2), deux mois après le semis.

2.5.1.4. Effet sur la teneur en Caroténoïdes :

Les traitements appliqués n'ont pas montré d'effet significatif sur les teneurs en Caroténoïdes, puisque l'étude statistique par ANOVA ne signale pas de différence significative entre les lots (Figure 27).

Donc, le Glyphosate et le Mancozèbe n'exercent pas d'effet sur la teneur des feuilles en caroténoïdes.

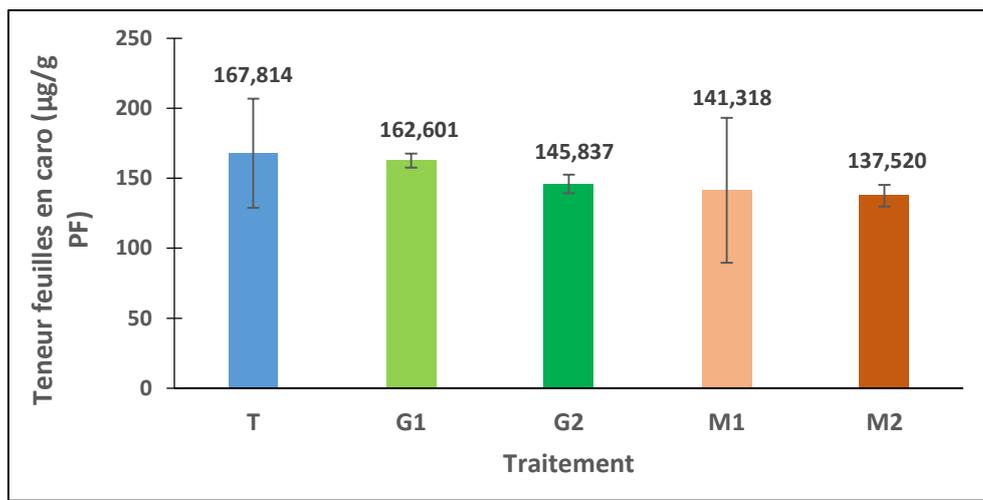


Figure 27. Teneur en caroténoïdes des feuilles d'*H. vulgare* témoin et traitées sur substrat au Glyphosate et au Mancozèbe aux doses prescrites (G1 et M1) et aux doubles des doses prescrites (G2 et M2), deux mois après le semis.

2.5.2. Effet sur les teneurs en sucres solubles :

Les différences des teneurs en sucres solubles observés entre les cinq lots, le lot M2 étant le plus riche et le lot G1 le moins riche en sucres solubles, ne sont pas statistiquement significatives comme l'a révélé le test ANOVA (Figure 28).

Donc, le Glyphosate et le Mancozèbe n'exercent aucune influence sur les teneurs en sucres solubles.

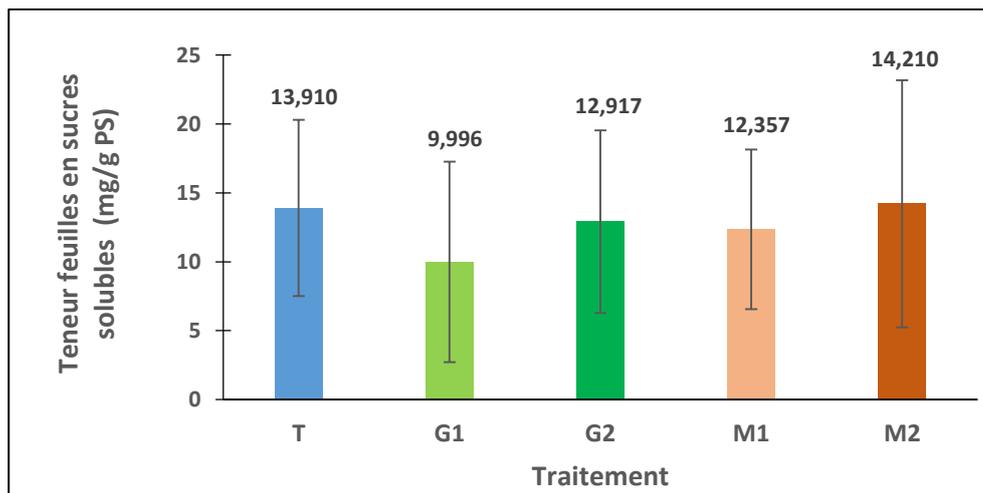


Figure 28. Teneurs en sucres solubles des feuilles d'*H. vulgare*, témoin et traitées sur substrat au Glyphosate et au Mancozèbe aux doses prescrites (G1 et M1) et aux doubles des doses prescrites (G2 et M2), deux mois après le semis.

2.6. Effet sur le taux de mortalité :

Les taux de mortalité évalués deux mois après le semis des graines d'Orge (le 2 mai 2018) chez les cinq lots, témoin et traités, sont différents (Figure 29). Cependant, l'analyse statistique par ANOVA a montré que ces différences observées ne sont pas statistiquement significatives.

Donc, le Glyphosate et le Mancozèbe n'ont eu aucun effet sur le taux de mortalité de l'Orge.

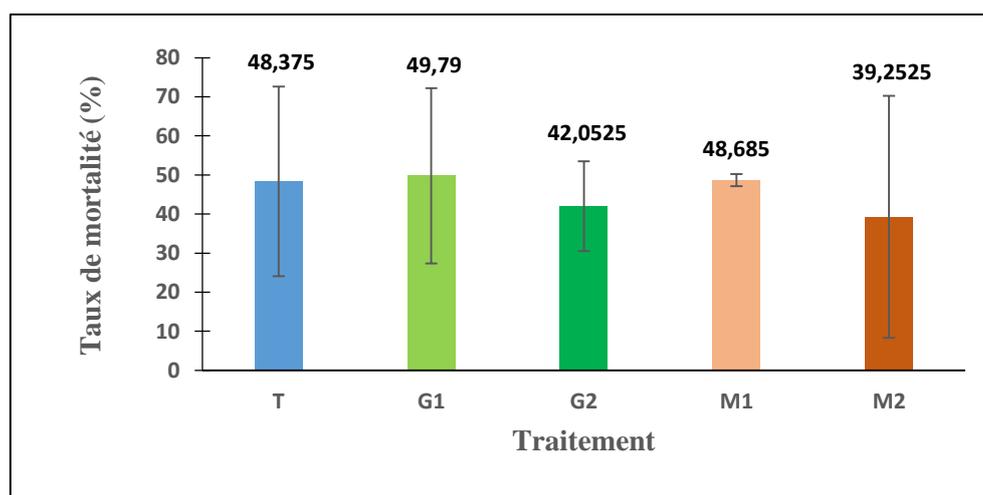


Figure 29. Taux de mortalité d'*H. vulgare*, témoin et traitées sur substrat au Glyphosate et au Mancozèbe aux doses prescrites (G1 et M1) et aux doubles des doses prescrites (G2 et M2), deux mois après le semis.

Donc, le Glyphosate et le Mancozèbe, n'ont pas eu d'effet négatif sur tous les paramètres biochimique ainsi que sur le nombre d'épis et le taux de mortalité de l'Orge.

2.7. Récapitulation des effets du Glyphosate et du Mancozèbe sur l'Orge sur substrat :

Le Glyphosate et le Mancozèbe n'ont exercé aucun effet sur la majorité des paramètres étudiés (Tableau 11)

Un effet négatif est exercé par le Glyphosate, aux deux doses testées (G1 et G2) sur la croissance et la teneur en eau du système racinaire.

Le Mancozèbe a eu des effets significatifs sur le système racinaire :

- des effets opposés selon la concentration sur la teneur en eau ; il a diminué celle-ci à faible dose et l'a augmentée à forte dose
- un effet négatif sur la croissance du système racinaire aux deux doses (M1 et M2).

Tableau 11 : Récapitulatif des effets du Glyphosate et du Mancozèbe sur l'Orge, sur substrat.

Paramètre \ Traitement	Glyphosate		Mancozèbe	
	G1	G2	M1	M2
Taux de levée	0	0	0	0
Teneur en eau des feuilles /système aérien	0	0	0	0
Teneur en eau du système racinaire	-	-	-	+
Poids sec du système aérien/ Poids sec moyenne d'une feuille	0	0	0	0
Poids sec du système racinaire	-	-	-	-
Nombre d'épis	0	0	0	0
Teneur en chl (a) ; (b), totale	0	0	0	0
Teneur en sucres solubles	0	0	0	0
Taux de mortalité	0	0	0	0

Les effets du Glyphosate et du Mancozèbe sur la teneur en eau des plantules sont identiques dans les boîtes de Périd et sur substrat.

3. Discussion :

L'étude de l'influence du Glyphosate et du Mancozèbe à des concentrations équivalentes aux doses prescrites par les fabricants et aux doubles de ces doses, dans des boîtes de Pétri, sur l'Orge et l'Avoine, a montré que la germination et la teneur en eau ne sont pas affectées chez les deux espèces.

Les pesticides peuvent avoir des effets positifs (Rangwala *et al.*, 2013), négatifs (Görtz *et al.*, 2008) ou être sans effet (David *et al.*, 2017) sur la germination des céréales. La germination des graines d'Orge sont inhibées par plusieurs fongicides (Triazoles et Difénoconazole) (Görtz *et al.*, 2008). Moshier *et al.* (1976) ont signalé que la germination des graines des herbes de gazon (souvent constituées de Graminées), semées immédiatement après l'application du Glyphosate, n'est pas affectée.

L'effet neutre du Glyphosate et du Mancozèbe exercé sur la germination et la teneur en eau de l'Orge et de l'Avoine, peut être expliqué soit, par l'insensibilité des deux espèces grâce à des mécanismes de tolérance à ces pesticides (Calvet *et al.*, 2005 ; Siddiqui et Zaman, 2004), soit par la dégradation de ces pesticides (photolyse, oxydation...) (Rifai, 2013). En effet, de nombreuses espèces sont tolérantes aux pesticides (David *et al.*, 2017). Les doses appliquées ne sont peut-être pas suffisantes pour provoquer un effet toxique.

Le Glyphosate a exercé, à forte dose (G2) un effet négatif sur la croissance chez les deux espèces alors que le Mancozèbe à faible dose (M1) a eu un effet négatif uniquement chez l'Orge. Selon Youbi *et al.*, (2009), malgré l'efficacité des fongicides systémiques dans la lutte contre les maladies, ils peuvent induire une diminution de la croissance. Selon Matthieu, (2011), Aissaoui et Reffas (2006) et Barriuso (2003), le Glyphosate peut augmenter la pression osmotique de l'eau qui serait responsable d'un retard de croissance.

La différence de germination entre les témoins de l'Orge (75,66%) et ceux de l'Avoine (43,33%) a déjà été obtenue par Benabdallah (2016). Ce résultat peut être expliqué par la qualité des graines, déterminée entre autre, par les conditions de stockage. En effet, le succès de la germination dépend fortement de la qualité des graines (qualités physiques, physiologiques et sanitaires) et des conditions de stockage (Aya *et al.*, 2011) et nous ne maîtrisons pas ces paramètres.

Sur substrat, le Glyphosate et le Mancozèbe n'ont pas eu d'effet sur la majorité des paramètres mesurés (taux de levée, teneur en eau des feuilles, teneur en eau du système aérien, poids sec système aérien, poids sec moyen d'une feuille, nombre d'épis, teneurs en chl(a), chl(b), chl (t), Caroténoïdes, sucres solubles et taux de mortalité).

L'élimination de ces pesticides par des processus physico-chimiques ou par la microflore du sol explique, généralement, les effets neutres des pesticides (Calvet *et al.*, 2005) et le Glyphosate est biodégradable (Rainaud, 2013). De même, les céréales sont riches en

composés phénoliques, connus comme des molécules anti-oxydantes, qui élimineraient les radicaux libres générés par les pesticides et qui constituerait un mécanisme de tolérance chez ces plantes (Zibouche et Grimes, 2016)

Des effets similaires et contraires sont publiés. Par exemple chez *Pisums Ativum*, le Glyphosate n'exerce aucun effet sur la teneur en sucres solubles mais réduit d'une manière hautement significative les teneurs en chlorophylles a, b et totales (Subinoy *et al.*, 2017) alors que l'application de fongicides systémiques provoque une diminution hautement significatives des teneurs en carbohydrates totaux chez *Triticum Aestivum* (Siddiqui et Amed, 2002).

D'ailleurs les effets neutres enregistrés souvent sur la croissance de l'Orge peuvent être expliqués par le maintien de l'activité photosynthétique car les teneurs en chlorophylle ne sont pas affectées.

La stimulation de la teneur en eau du système racinaire par le Mancozèbe à forte concentration (M2), et son inhibition par la faible concentration de Mancozèbe (M 1) et par le Glyphosate (G1 et G2) ont déjà été obtenues par Lakhdari (2016) chez le Pin d'Alep par d'autres fongicides (Diféconazole et Hyméxazole) et le Glyphosate.

Une diminution du poids sec du système racinaire est enregistrée avec le Glyphosate et le Mancozèbe aux deux doses testées. Chez *P.sativum*, Subinoy *et al.* (2017), ont également obtenu une diminution progressive de la longueur moyenne des racines et des pousses avec l'augmentation de la concentration du glyphosate.

Selon Rocher (2004), certains fongicides n'ont aucune incidence négative sur les plantes, alors que d'autres stimulent leur croissance.

L'effet inhibiteur obtenu sur la croissance du système racinaire, peut être expliqué par la non spécificité des deux pesticides testés qui s'attaqueraient à des cibles moléculaires ou des processus métaboliques présents uniquement au niveau racinaire (Calvet *et al.*, 2005). Ces pesticides peuvent également provoquer une diminution de la croissance par un effet indirect négatif sur les rhizobactéries favorisant la croissance des plantes (PGPR) par différents processus (minéralisation de la matière organique, production de l'AIA...) (Vessey, 2003) et (Kloepper *et al.*, 2007).

Conclusion générale

L'influence de deux pesticides, très utilisés en agriculture, un herbicide, le Glyphosate et un fongicide, le Mancozèbe, aux doses prescrites et aux doubles des doses prescrites par les fabricants, sur la germination, la croissance et la physiologie de deux espèces de céréales très importantes dans le monde et en Algérie, l'Orge et l'Avoine a été évaluée dans le cadre de ce mémoire.

Cette étude a été réalisée dans deux milieux différents : dans les boîtes de Pétri chez les deux espèces et sur substrat contaminé pour l'Orge uniquement. L'effet des deux pesticides a été évalué par la mesure de nombreux paramètres : taux de germination, taux de levée, teneur en eau, des paramètres morphologiques et biochimiques.

Les résultats obtenus ont montré que les deux pesticides sont sans effet (effet neutre) sur la majorité des paramètres mesurés chez les deux espèces :

-Dans les boîtes de Pétri : taux de germination, teneur en eau des plantules, croissance des plantules.

-Sur substrat : taux de levée, teneur en eau (des feuilles, du système aérien, du système racinaire), croissance (poids sec système aérien, poids sec moyen d'une feuille, poids sec du système racinaire, nombre d'épis) et les paramètres biochimiques (teneurs en chlorophylle (a) ; (b) ; totales, caroténoïdes, sucres solubles), taux de mortalité.

L'effet neutre peut être expliqué par la tolérance (ou résistance) de l'Orge et de l'Avoine et/ou l'élimination des deux pesticides et/ ou les doses utilisées sont faibles et ne provoquent pas d'effet toxique.

Les effets significatifs obtenus sont peu nombreux :

-le Glyphosate a exercé un effet négatif sur la biomasse sèche de l'Avoine et de l'Orge à forte concentration (G2) dans les boîtes de Pétri et sur la teneur en eau et la biomasse sèche du système racinaire, à faible et à forte concentration (G1 et G2), sur substrat.

-le Mancozèbe a exercé un effet négatif sur la biomasse sèche de l'Orge à faible concentration (M1), dans les boîtes de Pétri et sur la teneur en eau du système racinaire à faible concentration (M1), sur la biomasse sèche du système racinaire à faible et à forte concentration (M1 et M2).

-le seul effet positif enregistré est exercé par le Mancozèbe sur la teneur en eau du système racinaire à forte concentration (M2), sur substrat.

De nombreux processus peuvent expliquer l'effet négatif (inexistence de mécanisme de tolérance chez ces espèces, non dégradation et persistance des pesticides toxiques...) et l'effet positif (amélioration de l'état nutritif et sanitaire des espèces, stimulation de la microflore du sol bénéfique aux espèces...) mais ils ne concordent pas avec les effets neutres nombreux précédents, le nombre de répétitions effectuées est probablement insuffisant.

Perspectives :

Ces résultats ouvrent de nombreuses perspectives intéressantes de recherches en physiologie mais également en écologie :

- Réalisation d'une nouvelle étude similaire mais avec un nombre plus élevé de répétitions.
- Evaluation d'autres paramètres physiologiques pouvant signaler l'état de stress des plantes contaminées : dosages de protéines et de la proline pour une meilleure compréhension des effets de ces pesticides sur le métabolisme de la plante.
- Réalisation d'étude similaire sur sol contaminé par un épandage continu de pesticides par les agriculteurs avec un nombre plus élevé de répétitions.
- Etude de l'impact d'autres pesticides dispersés dans l'environnement sur d'autres espèces végétales.
- Etude de l'effet de l'interaction de deux ou plusieurs pesticides car les plantes sont actuellement exposées à une multitude de pesticides et autres molécules toxiques.

Cependant, la recherche de méthodes et techniques plus écologiques, permettant l'augmentation des rendements sans nuire aux écosystèmes, est primordial.

- ❖ **Agrawal A. et Sharma B., 2010:** Pesticides induced oxidative stress in mammalian systems. *Int J Biol Med Res*: 1(3). pp 90-104.
- ❖ **Aissaoui H S. et Reffas S., 2006 :** Effet du stress salin sur la productivité des populations sahariennes locales de la luzerne (*Medicago sativa* L.). Mémoire de fin d'étude. Université Kasdi Merbah Ouargla. Algérie. 62p.
- ❖ **Aktar Md W., Sengupta D. et Ashim Chowdhury., 2009 :** Impact de l'utilisation des pesticides en agriculture : leurs avantages et leurs dangers. *Interdiscip Toxicol* : 2 (1). pp 1-12.
- ❖ **Alain R., 2009 :** Avoine fleurie (*Avena sativa*). L'avoine fleurie. Guide de production sous régie biologique. Filière des Plantes Médicinales Biologiques du Québec. Magog, Québec. 30p.
- ❖ **Anonyme, 2005 :** Utilisation des engrais par culture en Algérie. 1^{ère} Ed, publiée par la FAO, Rome. P61.
- ❖ **Aouali S. et Douici K., 2009 :** Recueil des principales maladies fongiques des céréales en Algérie. Institut Technique de Grandes Cultures (ITGC), El Harrach, Alger. 57p.
- ❖ **Atamanalp M. et Telat Y., 2002:** Alterations in Hematological Parameters of Rainbow Trout (*Oncorhynchus mykiss*) exposed to Mancozeb. *Turk J Vet AnimSci*: 27(3). pp 213-217.
- ❖ **Aubertot J N., Barbier J M., Carpentier A., Gril J J., Guichard L., Lucas P., Savary S., Savini I. et Voltz M., 2005 :** Pesticides, agriculture et environnement. Réduire l'utilisation des pesticides et limiter leurs impacts environnementaux. Rapport d'Expertise scientifique collective, INRA et Cemagref .France. 64p.
- ❖ **Avila Ospina L. A., 2014 :** Autophagie, sénescence et remobilisation de l'azote chez l'orge. Thèse de doctorat. Université Paris-Sud. 176p.
- ❖ **Aya A N., Irié V B., Patrice L K. et Irié A Z., 2011 :** Bases génétiques et biochimiques de la capacité germinative des graines : Implications pour les systèmes semenciers et la production alimentaire. *Sciences et Nature* : 8(1). pp119 – 137.
- ❖ **Barriuso E., 2003 :** Estimation des risques environnementaux des pesticides. Ed: Quae. 123p.
- ❖ **Barriuso E., Calvet R., Schiavon M. et Soulas G., 1996 :** Les pesticides et les polluants organiques des sols, transformation et dissipation. *Etude et Gestion des Sols*. INRA. Paris. pp 279-295.
- ❖ **Benabdallah M., 2016 :** Les caractères et les effets d'une fertilisation biologique par le grignon d'olive sur le rendement des cultures des céréales. Mémoire de fin d'étude. Université de Tlemcen. Algérie. 85p.

- ❖ **Bertonnier L., Bonansea V., Bonnet F. et Duran R C., 2012** : Etude du glyphosate (Roundup). Rapport INP Grenoble. France. 38p.
- ❖ **Blamey M. et Grey W C., 2000** : Toutes les Fleurs de Méditerranée : les fleurs, les graminées, les arbres, et arbustes. Ed : Delachaux et Niestlé. Lausanne. Paris. 534p.
- ❖ **Boland J., Koomen I., Van L J. et Oudejans J., 2004** : La pesticide composition, utilisation et risques. Ed : Agrodok.Wageningen. 124p.
- ❖ **Bordjiba O., Ketif A., 2009** : Effet de Trois Pesticides (Hexaconazole, Bromuconazole et Fluazifopbutyl) sur quelques Métabolites Physio-Biochimiques du Blé dur: *Triticumdurum*. Desf. European J. Sci. Res : 36 (2). pp 260-268.
- ❖ **Boumellal W. et Amrouche M., 2016** : L'effet de la date de semis sur la culture de l'avoine (*Avena sativa* L.) sur quelques paramètres de croissance et de production dans la région de Khemis-Miliana. Mémoire de fin d'études. Université Khemis Meliana. Algerie. 38p.
- ❖ **Calvet R., Barriuso E., Bedos C., Benoit P., Charnay M P. et Coquet Y., 2005** : Les pesticides dans le sol, conséquences agronomiques et environnementales. Ed : France agricole.Paris. 637p.
- ❖ **Cerning-Berorard J.A., 1975**: Note on sugar determination by anthrone method. Cereals Chemi : 52 (5). pp 875-860.
- ❖ **Clerget Y., 2011** : La biodiversité des céréales et leur utilisation par l'homme. Bulletin de la Société d'Histoire Naturelle du Pays de Montbéliard.16 p.
- ❖ **Corbaz R., 1990** : Principe de phytopathologie et de lutte contre les maladies des plantes. 1^{ère} Ed : Presses Polytechniques et universitaire Romandes (PPUR).Lausanne.Suisse. 283p.
- ❖ **David K N., Derera J., Tongoona P. et Ransom J., 2017** : Développement, évaluation et analyse génétique de la résistance aux sulfosulfurons chez le sorgho, Journal of Crop Science and Biotechnology : 20 (4). pp 311-315.
- ❖ **Derick R A., 1937** : L'Avoine du Canada. Bulletin du cultivateur. Ministère de l'Agriculture du Canada. Dominion .24p.
- ❖ **Djermoun A., 2009** : La production céréalière en Algérie : les principales caractéristiques. Nature et Technologie, N° 1. pp 45-53.
- ❖ **Fortier J., Messier C. et Coll L., 2005** : La problématique de l'utilisation des herbicides en foresterie : le cas du Québec. Revue électronique en sciences de l'environnement : 6(2). pp 229-248.
- ❖ **Foubert A., Deshayes C., Grondin P., Lefevre J C., Roche H. et Sourd C., 2012** : Rapport Biodiversité : victime silencieuse des pesticides. WWF France.82p.

- ❖ **Görtz A., Oerke E C., Puhl T. et Steiner U., 2008** : Effect of environmental conditions on plant growth regulator activity of fungicidal seed treatment of barley. *Journal of Applied Botany and food quality*: 82 (1) .pp 60-68.
- ❖ **Gullino M L., Tinivella F., Agroinnova A G., Kemmitt G M., Bacci L. et Sheppard B., 2010**: Mancozeb past present and future. *Plant Disease*: 94(9). pp 1076-1086.
- ❖ **Hanchane M., 1998** : Estimation des risques climatiques en fonction de la date de semis de l'orge au Maroc. Précipitations et cultures céréalières dans le Centre-ouest du Maroc. In : *Méditerranée* : 88 (1). pp 51-58.
- ❖ **Hervieu B., Capone R. et Abis S., 2006** : L'enjeu céréalier en Méditerranée. Les notes d'analyse de CIHEAM : Rapport panorama stratégique et prospectif de la situation agricole et agroalimentaire en Méditerranée. 13p.
- ❖ **Husson O., Charpentier H., Michellon R., Razanamparany C., Moussa N., Enjalric F., Naudin K., Dramnanaa R. et Seguy L., 2012** : Avoines *Avena sativa* et *Avena strigosa*. Fiches techniques plantes de couverture : Graminées annuelles. Manuel pratique du semis direct à Madagascar. Ed : GSDM/CIRAD.8p.
- ❖ **Jerry L. M., 2002** : Impact des herbicides sur les écosystèmes forestiers et aquatiques et la faune sauvage : l'expérience américaine. *For. Fr.* LIV, N° 6. pp 593-608.
- ❖ **Khaldoun A., 1989** : Etude du comportement de l'orge exploitée à double fin. *Rev Fourrages*, 117. pp77-88.
- ❖ **Kloepper J W., Gutierrez E A. et McInroy A., 2007**: Photoperiod regulates elicitation of growth promotion but not induced resistance by plant growth-promoting rhizobacteria. *Can. J. Microbiol* : 53(2). pp159-167.
- ❖ **Lachuer E., 2011** : Les produits phytosanitaires, Distribution et application : Les différentes méthodes de lutte et le choix d'un produit en lutte chimique. 3^{ème} Ed : Educagri, France. Tome I.195p.
- ❖ **Lacroix M d., 2002** : Maladies des céréales et de la luzerne. Ministère de l'agriculture des pêcheries et de l'alimentation. Québec.26 p.
- ❖ **Lakhdari S., 2016** : Contribution à l'étude de l'influence de deux fongicides ; Difénoconazole et Hyméxazole, et d'un herbicide le Glyphosate sur la germination et la croissance du Pin d'Alep (*Pinushalepensis* M.). Mémoire de fin d'étude. Université Mouloud Mammeri de Tizi Ouzou. Algérie. 30p.
- ❖ **Lichtenthaler H. et Buschmann C., 2001**: Chlorophylls and carotenoids: measurement and characterization by UV-VIS spectroscopy. Ed Wrolstad RE, *Current Protocols in Food Analytical Chemistry*, Wiley, New York. pp 1-8

- ❖ **Liu Y., Wang Y L ., Shu-wen H .,Ming-Huang C ., Zhen Z ., Xian-Pei F., Bin-Bin F., Liao B Q .,Yan-H L ., Zhong Q . et Hai-Long W., 2017** : Les effets protecteurs du resvératrol contre les dommages à l'apoptose induits par le mancozèbe dans les ovocytes de souris. *Rev Oncotarget*: 8 (4). pp 6233- 6245.
- ❖ **Mathieu C. et Pieltin F., 2003** : Analyse chimique des sols, Méthodes choisies. Ed : Tec et Doc/Lavoisier. Paris. 408 p.
- ❖ **Matthieu J., 2011** : Réutilisation des eaux usées épurées par association de procédés biologiques et membranaires. Thèse de doctorat. Université de Toulouse. France. 315p.
- ❖ **Mazliak P., 1982** : Physiologie végétale. Croissance et développement. Ed: Hermann. Paris.Tome II. 465p.
- ❖ **Misral I A., 2008**: Soil pollution origin, Monitoring and remediation. 2^{ème} Ed : Springer Springer-Verlag Berlin Heidelberg. 312p.
- ❖ **Moshier L., Turgeon A J. et Penner D., 1976** : Effets du glyphosate et du siduron sur l'établissement de gazon. *WeedSci* : 24 (5).pp 445–448.
- ❖ **Ouffroukh A., Khelifi D.et Dehimat L., 2011** : Contribution à l'étude des maladies foliaires des céréales, approche à l'étude épidémiologique et identification de la jaunisse nanisant de l'orge dans les céréales d'hiver dans les régions de l'est d'Algérie. *Sciences et Technologie*, N°33. pp 53-61.
- ❖ **Peer S., 2017** : Plantes cultivées en Suisse-L'avoine: Ed. Vereinfür alpine Kulturpflanzen. Alvaneu.Suisse.38p.
- ❖ **Periquet A., Boisset M., Casse F., Catteau M., Lecerf J-M., Leguille C., Laville J.et Barnat S., 2004** : Pesticides, Risque et Sécurité alimentaire. INRA. Paris.216p.
- ❖ **Pointereau Ph., Coulon F. et André J., 2010** : Analyse des pratiques agricoles favorables aux plantes messicoles en Midi-Pyrénées. Ed : Conservatoire Botanique des Pyrénées et de Midi-Pyrénées.118p.
- ❖ **Rainaud P L., 2013** : Evaluation des risques à long terme des herbicides à base de Glyphosate sur la santé humaine. Thèse de doctorat. Université de Limoges. France. 179p.
- ❖ **Rifai A., 2013** : Etude de la dégradation par photolyse directe de pesticides - Caractérisation structurale et toxicité potentielle des photoproduits. *Chimie analytique*. Thèse de doctorat. Ecole Polytechnique. France. 124p.
- ❖ **Rocher F., 2004** : Lutte chimique contre les champignons pathogènes des plantes. Evaluation de la systémie phloémienne des nouvelles molécules à effet fongicide et d'activateurs de réaction de défense. Thèse de doctorat. Université de Poitiers. France. 91p.

- ❖ **Rose T J., Claassens A., Scanlan C., Zwiten L V. Et Rose M T., 2017** : Glyphosate residues in Australian soils and implications for crop growth. Proceedings of the 18th Australian Society of Agronomy Conference 24-26. Southern Cross Plant Science. pp1-3.
- ❖ **Salgado P., Binh L H., Chí V., Van T., Nguyen T. et Hoa L., 2008** : Rapport scientifique : Production et utilisation de l'avoine fourragère (*Avena strigosa* et *Avena sativa*) au nord du Vietnam, une solution pour résoudre le déficit fourrager en hiver. Centre de Coopération Internationale en Recherche Agronomique pour le Développement. Ed: CIRAD. France.95p.
- ❖ **Siddiqui S Z. et Zaman A U., 2004**: Effets of benlate systemic fungicide on seed germination, seedlings growth, biomass and phenolic contents in two cultivars of *Zea Mays* L. Pakistan journal of Botany, N° 36. pp 577-582.
- ❖ **Siddiqui Z S, Ahmed S., 2002**: Effects of Systemic Fungicides on Protein, Carbohydrate, Amino Acids and Phenolic Contents of Susceptible (Mexipak) and Resistant (Povan) Varieties of *TriticumAestivum* L.Turk J Bot, N° 26. pp 127-130.
- ❖ **Soltner D., 2005** : Les Grandes Productions Végétales céréales- plantes sarclées-prairies. 20^{ème} Ed: Collection Sciences et Techniques Agricoles. pp 458-464.
- ❖ **Souilah N., 2008** : Diversité de 13 génotypes d'orge (*Hordeum vulgare* L.) et de 13 génotypes de blé tendre (*Triticumaestivum* L.) : Etude des caractères de production et d'adaptation. Mémoire de fin d'études. Université Mentouri, Constantine.165p.
- ❖ **Sriman N D., Ankit T., Vinay K P., Ghanshyam V S., 2018**: Effect of nitrogen levels and its time of application on growth parameters of barley (*Hordeumvulgare* L.). Journal of Pharmacognosy and Phytochemistry: 7(1).pp 333-338.
- ❖ **Subinoy M., Mousumi K., Smaranya H. et Debajyoti K., 2017** : Phytotoxicité du glyphosate dans la germination de *Pisum sativum* et son effet sur les plantules germées.Santé environnementale et toxicologie : 32 (1). pp 26-30.
- ❖ **Tremblay G., Maisonhaute J E., Rioux S. et Faucher Y., 2016** : Utilisation Des Fongicides Foliaires En Grandes Cultures. Bulletin de stratégie phytosanitaire québécoise en agriculture.62p.
- ❖ **Tron I., Piquet O. et Cohuet S., 2001** : Effets chroniques des pesticides sur la santé : état actuel des connaissances. Ed. Observatoire Régional de Santé de Bretagne. France.90p.
- ❖ **Vessey J K., 2003** : Rhizobactéries favorisant la croissance des plantes comme biofertilisant : 255 (2). pp 571-586.
- ❖ **Wain R., 1975**: Some developments in research on plant growth inhibitors. Proceedings of the Royal Society of London. Series B, Biological Sciences: 191(1104). pp335 -352.

- ❖ **Walia A., Mehta P.,Guleria S., Chauhan A. et Shirkot C K., 2014:** Impact of Fungicide Mancozeb at Different Application Rates on Soil Microbial Populations, Soil Biological Processes, and Enzyme Activities in Soil. The Scientific World Journal.ID 702909.pp1-9.
- ❖ **Youbi M., Djebbar M R., Berrebbah H. et Hennouni N., 2009:** Effects of artea, a systemic fungicide, on the antioxidant system and the respiratory activity of durum wheat (*Triticum durum* L.).African Journal of Biotechnology: 8 (17). pp 4128-4130.
- ❖ **Zibouche M. et Grimes C., 2016 :** Contribution à l'étude des flavonoïdes et de l'activité antioxydant de l'orge : *Hordeum vulgare*. Mémoire de fin d'étude. Université des Frères Mentouri Constantine. Algérie. 51p.

Annexe 1 : Emballage du Glyphosate utilisé



Annexe 2 : Emballage du Mancozèbe utilisé



Annexe 3 : Réactif à l'Anthrone

→ **Peser 0.2g d'Anthrone.**

→ **Préparer 94 ml d'Acide sulfurique 91%, puis ajusté à 100 ml avec l'eau distillée.**

→ **Verser la solution d'Acide sulfurique dans les 0.2g d'Anthrone dans un bécher.**

Verser le tout dans un flacon en verre.

→ **Conserver, à l'obscurité (utilisation du papier aluminium et à froid)**

→ **Mettre le réactif au réfrigérateur.**

Résumé

Ce présent mémoire porte sur l'étude de l'influence d'un herbicide, le Glyphosate, et d'un fongicide, le Mancozèbe, sur la germination, la croissance, et la physiologie de deux céréales *Avena sativa* L. (Avoine) et *Hordeum vulgare* L. (Orge), dans deux milieux, en boîtes de Pétri (Avoine et Orge) et sur substrat (Orge). Nous avons testé deux doses : la dose prescrite et le double de cette dose.

Dans les boîtes de Pétri, le Glyphosate et le Mancozèbe, aux deux doses testées, n'ont eu aucun effet sur le taux de germination et le teneur eau des plantules alors qu'ils ont eu un effet négatif sur la biomasse sèche des plantules de l'Orge et de l'Avoine.

Sur substrat, le Glyphosate et le Mancozèbe, aux deux doses testées, n'ont eu aucun effet sur la majorité des paramètres mesurés : taux de levée, teneur en eau (feuille et système aérien), poids sec du système aérien et poids sec moyen d'une feuille et nombre d'épis, tous les paramètres biochimiques (teneurs en chlorophylles a, b, a+b, caroténoïdes et sucres solubles) et taux de mortalité. Ils ont eu un effet négatif sur la teneur en eau du système racinaire et le poids sec du système racinaire et un effet positif sur la teneur en eau du système racinaire.

Les pesticides peuvent, donc, exercer des effets neutres, négatifs ou positifs, qui peuvent être expliqués par les caractéristiques des pesticides et/ou des espèces étudiées et par les facteurs environnementaux.

Mots clés : *Hordeum vulgare*, *Avena sativa*, Glyphosate, Mancozèbe, Germination, Croissance, Physiologie.