



الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
وزارة التعليم العالي والبحث العلمي
MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA
RECHERCHE SCIENTIFIQUE
جامعة باجي مختار عنابة
UNIVERSITE BADJI MOKHTAR ANNABA

FACULTE DES SCIENCES
DEPARTEMENT DE BIOLOGIE

THESE EN VUE DE L'OBTENTION D'UN DIPLÔME DE DOCTORAT
OPTION: TOXICOLOGIE FONDAMENTALE ET APPLIQUEE

Intitulé

**Toxicité et Bioaccumulation de Pesticides sur
quelques Variétés de Blé dur (*T.durum* Desf).**

Présentée par : M^{me} FERFAR Meriem

Épouse BELABED

Membres de jury:

PR. DJEBAR MED REDA	Président	Université Badji Mokhtar Annaba
PR. MEKSEM AMARA LEILA	Directeur de thèse	Université Badji Mokhtar Annaba
PR. AIT KAKI YASMINA	Examineur	Université Badji Mokhtar Annaba
PR. ALIOUA AMEL	Examineur	Université Mohammed Boudiaf Oran
Dr. KHALDI FADILA	Examineur	Université de M.C. Messaedia Souk-Ahras

Année Universitaire: 2016/2017

Remerciement

À l'issue de la rédaction de cette recherche, je suis convaincue que la thèse est loin d'être un travail solitaire. En effet, je n'aurais jamais pu réaliser ce travail doctoral sans le soutien d'un grand nombre de personnes dont la générosité, la bonne humeur et l'intérêt manifestés à l'égard de ma recherche m'ont permis de progresser dans cette phase délicate de « l'apprenti-chercheur ».

Je tiens tout d'abord à remercier ma directrice de thèse **Madame Meksem Amara Leila**, professeure à l'université Badji Mokhtar Annaba. Elle n'a épargné aucun effort pour que ce travail s'effectue dans les meilleures conditions. Je voudrais lui exprimer ma profonde gratitude pour avoir guidé mes pas sur la voie de la recherche scientifique. Je lui suis également reconnaissante pour le temps conséquent qu'elle m'a accordée, ses qualités pédagogiques et scientifiques, sa franchise et sa sympathie. J'ai beaucoup appris à ses côtés et je lui adresse ma gratitude pour cela. Son soutien s'est avéré déterminant pour mener ce travail à terme.

Si aujourd'hui, je suis parvenue à achever ma thèse, c'est grâce à son encadrement et ses encouragements. Je lui exprime mon admiration pour ses grandes qualités tant scientifiques qu'humaines.

Je remercie sincèrement **Monsieur le Professeur Djebbar Mohamed Réda**, directeur du laboratoire de Toxicologie cellulaire pour l'accueil bienveillant qu'il a su me réserver au sein de son équipe de recherche depuis le Master et pour avoir accepté de présider mon jury. Je remercie également **Madame Djebbar Berrebbah Houria**, Professeure à l'Université Badji Mokhtar Annaba, pour ses encouragements, son soutien et ses conseils avisés.

J'exprime mon estime et mes remerciements aux honorables membres de jury :

Je remercie **Madame Ait Kaki Yasmina**, Professeure à l'Université Badji Mokhtar Annaba, **Madame Khaldi Fadila**, Maître de conférences à l'Université Mohammed Cherrif Messaedia Souk Ahras et **Madame Alioua Amel**, Professeure de l'Université Mohammed Boudiaf d'Oran, qui m'ont fait l'honneur de juger et d'examiner ce travail.

Je dois aussi remercier **Madame Grara Noujoud**, Maître de Conférence de l'Université 08 Mai 1945 Guelma, pour son aide et ses encouragements.

Je remercie également, **Monsieur Tahar Ali**, Professeure à l'université Badji Mokhtar Annaba, pour son aide dans l'étude statistique.

J'aimerais remercier toute l'équipe du laboratoire d'analyse de résidus de pesticides, Ministère de l'agriculture à Tunis, Tunisie pour leur accueil très chaleureux et leur aide que leur sympathie et gentillesse, particulièrement **Monsieur Abdelbaki Labidi**, **Monsieur Hassène Bergaoui** et **Mademoiselle Chourouk Chamakhi**.

Je tiens aussi à remercier tous les professeurs et les maîtres de conférences du département de biologie, pour leur aide, leur soutien et leur encouragement.

J'aimerais remercier toute l'équipe du laboratoire de physiologie végétale et le personnel du département de biologie, pour leur accueil très chaleureux et leur aide que leur sympathie et gentillesse, particulièrement : Mme Chakouri N, Mme Bouazizi N, Fareh Wafa, Nairi Wafa, Boukhalifa Sihem, Tahraoui Chahira, Dalila, Besma, Choumeissa, Meriem B.

Je remercie mes collègues et mes amies : Yaiche Fatma, Meksem Roubela, Bensaid Maroua, Boussaha Asma, Cheraitia Selma, je vous remercie de tout mon cœur pour votre aide, pour votre encouragement et votre gentillesse. Merci pour votre présence.

Merci à tous ceux que je n'ai pas cités nommément et qui ne sont pas moins importants.

Mes derniers remerciements s'adressent à ma famille et à ma belle-famille. Merci pour leur soutien sans faille.

Je ne saurais oublier de remercier : Maman, mon cher époux Nabil et mes sœurs Nadira et Rania. Je vous remercie pour m'avoir épaulée dans les moments où j'en avais le plus besoin, pour avoir toujours eu confiance en moi et pour avoir pris soin de mes enfants Med Zine eddine et Nesrine. Je vous exprime ma profonde gratitude pour vous avoir fait vivre cette thèse autant pour le pire que pour le meilleur. Mes remerciements pour vous dépassent largement le cadre de ces mots.

Merci infiniment.

À la mémoire de Mon Cher papa

« Hammouda »

Et de

Tonton Yassine Bensidhoum

Dédicaces

À ma mère

À mon époux bien aimé (Billy)

À mes chères sœurs (Nadira et Rania)

À mes deux petits anges (Mohammed Zine Eddine et Nesrine)

À tous ceux que j'aurais oublié de citer mais qui existent au fond de mon cœur et de ma pensée.



Je dédie ce travail.

Résumé

Les adventices représentent un problème majeur dans la culture du blé. Les mesures préventives de lutte contre ces adventices, nécessitent l'utilisation des herbicides chimiques « Sulfonylurées » comme moyen de lutte curatif. Ces derniers, agissent par l'inhibition de l'acétolactate synthétase (ALS), enzyme responsable de la synthèse des acides aminés essentiels pour la croissance de la plante.

Le but de la présente étude est d'évaluer la toxicité de deux herbicides sulfonylurés « le Cossack^{OD} » et « le Sekator^{OD} » sur deux génotypes **Semito** et **Cirta** de *T.durum*, réalisée en boîtes de Pétri et en pots à différentes concentrations. En boîte de Pétri, les différentes concentrations du sulfonylurée (0, 2, 4 et 9 nmol pour le Cossack^{OD} et 0, 3, 6 et 12 nmol pour le Sekator^{OD}) ont été additionnées à 08 ml d'eau par boîte de Pétri et l'échantillonnage est en bloc aléatoire complet, la durée du traitement est de cinq jours. Les concentrations utilisées pour la culture en pots (0, 42, 84 et 169 nmol pour le Cossack^{OD} et 0, 56, 112 et 225 nmol pour le Sekator^{OD}), ont été additionnées à 150 ml d'eau par pot. L'exposition au traitement est de l'ordre de 14 jours.

Nous avons donc étudié plusieurs effets que ces molécules peuvent induire chez les plantes non cibles, tels que les effets sur : le processus de germination, de la croissance, de la physiologie et de la biochimie. Nous avons aussi cherché à connaître différents bio-marqueurs de Stress oxydant (enzymatiques et non enzymatiques). Pour mieux comprendre le mécanisme d'action de ces xénobiotiques, nous avons étudié l'anatomie des racines et des feuilles de *T.durum* traités et essayé de mettre en valeur, leur processus de bioaccumulation et leur dégradation chez *Triticum durum* Desf, en réalisant une analyse des résidus par chromatographie liquide couplée à la spectrophotométrie de masse en tandem après extraction avec la méthode de QuEChERS.

Les données obtenues, révèlent que le Cossack et le Sekator provoquent une perturbation de la germination et inhibent la croissance de la partie aérienne et la partie souterraine de *T.durum*. Cette inhibition se reflète sur la physiologie et le métabolisme de la plante, où nous remarquons une atténuation de la photosynthèse et du métabolisme respiratoire des racines, une diminution des teneurs en protéines due à la protéolyse afin de produire les acides aminés essentiels et une accumulation des osmoprotectants tels que la proline et les sucres solubles. L'ensemble de ces changements induit fortement le système de détoxification, par la stimulation des activités enzymatiques de la catalase, l'ascorbate peroxydase et de la glutathion-s-transférase et une diminution de la teneur en glutathion. Une augmentation de la teneur du malondialdéhyde due à la peroxydation lipidique des membranes plasmiques chez les deux variétés de blé dur : **Semito** et **Cirta**, est enregistrée. Ces inhibiteurs de l'acétolactate synthase engendrent aussi un épaississement des différents tissus, une diminution du nombre des faisceaux conducteurs et un élargissement et même un éclatement des cellules parenchymateuses chez la racine et la feuille traitée comparativement au témoin.

L'analyse de résidus de ces molécules, montre qu'après 14 jours de traitement, l'ensemble de molécules se dégradent au sein de la plante, où nous avons enregistré une quantité ne dépassant pas les 35% de la quantité initiale administrée. Par contre, les valeurs enregistrées dépassent fortement la limite maximale de résidus 0,01mg/kg. Cette bioaccumulation indique que ces xénobiotiques ont été absorbés par les racines et transportés vers les organes aériens. L'ensemble des résultats obtenu, révèle une variation dans la réponse de chaque génotype utilisé lors des traitements appliqués. En effet, la variété **Semito** est plus sensible que la **Cirta** et le produit **Sekator** à un effet plus toxique que le **Cossack**.

De part, nos travaux de recherche réalisés, il en ressort que la phytotoxicité des deux produits sulfonylurés chez *T.durum* induit un Stress oxydatif.

Mots clés : Toxicité, Bioaccumulation, Stress Oxydant, Sulfonylurées, *Triticum durum* Desf.

Abstract

Weeds are a major problem in the wheat. The preventive measures against these weeds, require the use of chemical herbicides "Sulfonylureas" as a means of curative struggle. The latter Act by the inhibition of acetolactate synthase (ALS), the enzyme responsible for the synthesis of essential amino acids for the growth of the plant.

The purpose of this study is to evaluate the toxicity of two herbicide sulfonylureas "Cossack^{OD}" and "Sekator^{OD}" on two genotypes Semito and Cirta of *T.durum*, in Petri dishes and pots at different concentrations. In Petri dishes, different concentrations of the sulfonylurea (0, 2, 4 and 9 nmol for Cossack^{OD} and 0, 3, 6 and 12 nmol for the Sekator^{OD}) have been added to 08 ml water per Petri dish and in complete random block for 05 days. The concentrations used for the cultivation in pots (0, 42, 84 and 169 nmol for the Cossack^{OD} and 0, 56, 112 and 225 nmol for the Sekator^{OD}) was added to 150 ml of water per pot. Exposure to the treatment is of the order of 14 days.

We therefore studied several effects that these molecules can induce plants not targets, such as effects on: the process of germination, growth, Physiology and biochemistry. We also sought to know different bio-markers of Stress oxidant (enzymatic and non-enzymatic). To better understand the mechanism of action of these Xenobiotics, we studied the anatomy of the roots and leaves of *T.durum* processed and try to highlight their bioaccumulation process and their degradation in *Triticum durum* Desf, realizing an analysis of residues by liquid chromatography coupled to tandem mass spectrophotometry after extraction with the QuEChERS method.

The obtained data show that the Cossack and the Sekator cause a disturbance of germination and inhibit the growth of the aerial part and the underground part of *T.durum*. This inhibition is reflected in the physiology and metabolism of the plant, where we notice an attenuation of photosynthesis and root respiration metabolism, decreased protein levels due to proteolysis to produce essential amino acids, and accumulation of Osmoprotectants such as proline and soluble sugars. All of these changes strongly induce the detoxification system, by stimulating the enzymatic activities of catalase, ascorbate peroxidase and glutathione-s transferase and a decrease in glutathione content. An increase in malondialdehyde content due to lipid peroxidation of plasma membranes in both hard wheat varieties: Semito and Cirta are recorded. These inhibitors of acetolactate synthase cause also a thickening of the various tissues, a decrease in the number of conducting feces and a widening and even a rupture of the prechymatous cells in the root and the treated leaf compared to the control.

The analysis of residues of these molecules shows that after 14 days of treatment, the set of molecules degrade within the plant, where we recorded a quantity not exceeding 35% of the initial quantity administered. In contrast, the values recorded strongly exceed the maximum residue limit of 0.01 mg / kg. This bioaccumulation indicates that these xenobiotics have been absorbed by the roots and transported to the air organs. All the results obtained show a variation in the response of each genotype used during the treatments applied. Indeed, the Semito variety is more sensitive than the cirta and the Sekator product has a more toxic effect than the Cossack.

From our research work, it emerges that the phytotoxicity of the two sulfonylurea products in *T.durum* induces an oxidative stress.

Key words: Toxicity, Bioaccumulation, Oxidative Stress, Sulfonylurea, *Triticum durum* Desf.

ملخص

الأعشاب مشكلة رئيسية في القمح. الإجراءات الوقائية ضد هذه الأعشاب، تحتاج إلى استخدام المبيدات الكيميائية "سولفونيلوريس" كوسيلة للنضال العلاجية. القانون الأخير بتنشيط الإنزيم المسؤول عن تخليق الأحماض الأمينية الأساسية لنمو النبات أسيتولاكتاتي سينثاز.

الغرض من هذه الدراسة تقييم السمية النباتية لمبيدين عشبيين سلفونيلوريين هما 'كوساك' و 'سيكاتور' لدى نوعين من القمح الصلب: سيميتو وسيرتا، في أطباق بتري والأصص بتركيزات مختلفة. بالنسبة لأطباق بتري، التركيزات المختلفة من سولفونيلوريا، (0، 2 و 4 و 9 نانومول "لكوساك" و 0، 3، 6 و 12 نانومول للسيكاتور)، قد أضيفت إلى 08 مل من الماء في كل طبق بتري بتوزيع عشوائي كامل لمدة 05 أيام. التركيزات المستخدمة للزراعة في الأصص (0، 42 و 84 و 169 نانومول للكوساك و 0، 56، 112 و 225 نانومول للسيكاتور)، أضيفت إلى 150 مل من الماء في كل أصيص لمدة 14 يوما.

ولذلك قمنا بدراسة العديد من الآثار التي يمكن أن تحفزها هذه الجزيئات لدى النباتات الغير مستهدفة، مثل الآثار على: عملية الإنبات والنمو، وعلم وظائف الأعضاء والكيمياء الحيوية. كما سعينا إلى معرفة العلامات الحيوية المختلفة للإجهاد الأكسدي (الانزيمية وغير الانزيمية). لفهم أفضل لآلية عمل هذه المبيدات، قمنا بدراسة تشريح جذور و أوراق القمح القاسي المعالج، وفي محاولة لتبسيط الضوء على عملية التراكم الأحيائي وتدهور هذه المواد في القمح القاسي، قمنا بتحليل البقايا المتراكمة في الأوراق باستخدام الكروماتوغرافيا السائلة المرتبطة بجهاز السبكتروفوفومتري المضغف، بعد اتباع طريقة كيتشرز لاستخراج البقايا.

النتائج المتحصل عليها توضح أن كلا من الكوساك و السكاتور يسببان تذبذب عملية الانتاش و تأخيرها، و توقف نمو الجزيئين العلوي و السفلي للنبات، و ينعكس هذا التنشيط على الوظائف الفيزيولوجية و الكيميوحيوية و التمثيل الغذائي للنبات، حيث نلاحظ انخفاضا في عملية التمثيل الضوئي و الوظيفة التنفسية للجذور انخفاض في مستويات البروتين نتيجة التحلل البروتيني بهدف توفير الأحماض الأمينية الأساسية و تراكم المكونات المحافظة على الأزوموزية على البرولين و السكريات الذاتية.

كل هذه التغيرات تحت بشدة نظام إزالة السموم و ذلك بتحفيز الأنشطة الأنزيمية للكاتالاز، الأسكراتيبيروكسيداز و الغليتايتونترانسفراز. إضافة على ذلك لاحظنا زيادة في محتوى المالونديألدهيد نتيجة البيروأكسدة الدهنية للأغشية البلازمية عند كلا الصنفين سيميتو و سيرتا.

كما يسبب استعمال مثبطات الأنزيم اسيتولاكتاتسنثاز زيادة سماكة مختلف الأنسجة و انخفاض عدد الحزم الموصلة للغذاء و توسع كبير في حجم خلايا النسيج الحشوي يؤدي أحيانا إلى انفجارها في الجذور و الأوراق المعالجة مقارنة مع العينة الشاهدة.

تحليل بقايا هذه المبيدات يظهر أنه بعد 14 يوم من العلاج و انحلال موادها الفعالة داخل النبات، سجلنا كميات لا تزيد عن 35% من الكمية الأولية التي تم استعمالها القيم المسجلة تتجاوز إلى حد كبير الحد الأقصى للبقايا المسموح به و المتمثل في 0.01 مغ/كغ، يشير هذا التراكم الى ان الجذور قامت بامتصاص هذه المواد من التربة و نقلها إلى الأجهزة الجوية. النتائج المسجلة إجمالاً تبين اختلاف كبير في استجابة كل صنف للمبيدات المستعملة حيث أن سيميتو يعتبر أكثر حساسية من سيرتا و إن المنتج سكاتور لديه تأثير سام أقوى من تأثير الكوساك. من خلال بحثنا هذا نستنتج أن السمية النباتية للمنتجين المستعملين تسبب إجهاد تأكسدي لدى نبات القمح الصلب.

الكلمات الرئيسية: السمية، التراكم الأحيائي، الجهاد الأكسدي، سولفونيلوريا، القمح الصلب.

Liste des figures

N°	Titre	Page
1.	Morphologie des graminées.	07
2.	Évolution des familles de substances utilisées comme pesticides depuis le début du XXe siècle.	18
3.	Les différents types de systémie.	19
4.	Structure générale des sulfonylurées	31
5.	Types de méthodes chromatographiques.	36
6.	Couplage de la chromatographie en phase liquide à la spectrométrie de masse en tandem.	37
7.	Principaux dommages cellulaires induits par les espèces réactives de l'oxygène et provoqués sur les lipides, les protéines et l'ADN	39
8.	Formation et détoxification des radicaux libres lors d'un stress.	40
9.	Voies potentielles de perception et de signalisation des xénobiotiques chez les plantes	44
10.	Mécanismes de défense des plantes contre les xénobiotiques.	46
11.	Structure chimique de l'Iodosulfuron-méthyl-sodium.	55
12.	Structure chimique du Mésosulfuron-méthyl.	55
13.	Structure chimique du Méfenpyr-diéthyl.	56
14.	Structure chimique de l'Amidosulfuron-méthyl.	57
15.	Protocole expérimental de l'essai en bloc aléatoire complet (Culture in vitro).	59
16.	Protocole expérimental de la culture en pot.	61
17.	L'électrode à oxygène.	65
18.	Effet de l'emploi croissant de GCB sur un extrait QuEChERS d'épinard (Illustration tirée de la plaquette commerciale Waters).	73
19.	Mise des échantillons dans des tubes à centrifuger.	74
20.	Tube d'extraction contenant les sels.	74
21.	Tube de purification (MgSO4/PSA/GCB)	75
22.	Seringue de filtration.	75
23.	une Vial d'injection.	76
24.	Mode opératoire schématiques de la méthode QuEChERS modifiée (EN 15662:2008)	77
25.	Effets de trois concentrations de Cossack sur le pourcentage de germination de V1: Sémito ($m \pm s$, $n=3$).	93
26.	Effets de trois concentrations de Cossack sur le pourcentage de germination de V2: Cirta ($m \pm s$, $n=3$).	94
27.	Effets de trois concentrations de Sekator sur le pourcentage de germination de V1: Sémito ($m \pm s$, $n=3$).	95
28.	Effets de trois concentrations de Sekator sur le pourcentage de germination de V2: Cirta ($m \pm s$, $n=3$).	94
29.	Effets de trois concentrations de Cossack sur l'indice de germination de V1: Sémito ($m \pm s$, $n=3$).	97
30.	Effets de trois concentrations de Cossack sur l'indice de germination de V2: Cirta ($m \pm s$, $n=3$).	97
31.	Effets de trois concentrations de Sekator sur l'indice de germination de V1: Semito ($m \pm s$, $n=3$).	98

32.	Effets de trois concentrations de Sekator sur l'indice de germination de V2: Cirta ($m \pm s$, $n=3$).	98
33.	Effets de trois concentrations de Cossack sur la vitesse de germination de V1: Semito ($m \pm s$, $n=3$).	101
34.	Effets de trois concentrations de Cossack sur la vitesse de germination de V2: Cirta ($m \pm s$, $n=3$).	101
35.	Effets de trois concentrations de Sekator sur la vitesse de germination de V1:Semito ($m \pm s$, $n=3$).	102
36.	Effets de trois concentrations de Sekator sur la vitesse de germination de V2: Cirta ($m \pm s$, $n=3$).	102
37.	Effets de trois concentrations de Cossack sur le nombre moyen des racines de V1:Semito ($m \pm s$, $n=3$).	107
38.	Effets de trois concentrations de Cossack sur le nombre moyen des racines de V2: Cirta ($m \pm s$, $n=3$).	107
39.	Effets de trois concentrations de Sekator sur le nombre moyen des racines de V1:Semito ($m \pm s$, $n=3$).	108
40.	Effets de trois concentrations de Sekator sur le nombre moyen des racines de V2: Cirta ($m \pm s$, $n=3$).	108
41.	Effets de trois concentrations de Cossack sur la longueur moyenne des racines de V1:Semito ($m \pm s$, $n=3$).	113
42.	Effets de trois concentrations de Cossack sur la longueur moyenne des racines de V2: Cirta ($m \pm s$, $n=3$).	113
43.	Effets de trois concentrations de Sekator sur la longueur moyenne des racines de V1: Semito ($m \pm s$, $n=3$).	114
44.	Effets de trois concentrations de Sekator sur la longueur moyenne des racines de V2: Cirta ($m \pm s$, $n=3$).	114
45.	Effets de trois concentrations de Cossack sur la longueur moyenne des tigelles de V1: Semito ($m \pm s$, $n=3$).	119
46.	Effets de trois concentrations de Cossack sur la longueur moyenne des tigelles de V2: Cirta ($m \pm s$, $n=3$).	119
47.	Effets de trois concentrations de Sekator sur la longueur moyenne des tigelles de V1: Semito ($m \pm s$, $n=3$).	120
48.	Effets de trois concentrations de Sekator sur la longueur moyenne des tigelles de V2: Cirta ($m \pm s$, $n=3$).	120
49.	Effets de trois concentrations de Cossack sur la longueur moyenne des feuilles de V1: Semito ($m \pm s$, $n=3$).	123
50.	Effets de trois concentrations de Cossack sur la longueur moyenne des feuilles de V2: Cirta ($m \pm s$, $n=3$).	123
51.	Effets de trois concentrations de Sekator sur la longueur moyenne des feuilles de V1: Semito ($m \pm s$, $n=3$).	124
52.	Effets de trois concentrations de Sekator sur la longueur moyenne des feuilles de V2: Cirta ($m \pm s$, $n=3$).	124
53.	Effets de trois concentrations de Cossack sur la surface foliaire de V1: Semito, après 14 jours de traitement ($m \pm s$, $n=3$).	127
54.	Effets de trois concentrations de Cossack sur la surface foliaire de V2: Cirta, après 14 jours de traitement ($m \pm s$, $n=3$).	127
55.	Effets de trois concentrations de Sekator sur la surface foliaire de V1: Semito, après 14 jours de traitement ($m \pm s$, $n=3$).	128

56.	Effets de trois concentrations de Sekator sur la surface foliaire de V2: Cirta, après 14 jours de traitement ($m \pm s, n=3$).	128
57.	Effets de trois concentrations de Cossack sur la teneur en eau des feuilles de V1: Semito, après 14 jours de traitement ($m \pm s, n=3$).	140
58.	Effets de trois concentrations de Cossack sur la teneur en eau des feuilles de V2: Cirta, après 14 jours de traitement ($m \pm s, n=3$).	140
59.	Effets de trois concentrations de Sekator sur la teneur en eau des feuilles de V1: Semito, après 14 jours de traitement ($m \pm s, n=3$).	141
60.	Effets de trois concentrations de Sekator sur la teneur en eau des feuilles de V2: Cirta, après 14 jours de traitement ($m \pm s, n=3$).	141
61.	Effets de trois concentrations de Cossack sur la teneur en chlorophylle a de la V1: Semito et la V2 : Cirta, après 14 jours de traitement ($m \pm s, n=3$).	145
62.	Effets de trois concentrations de Cossack sur la teneur en chlorophylle b de la V1: Semito et la V2 : Cirta, après 14 jours de traitement ($m \pm s, n=3$).	145
63.	Effets de trois concentrations de Cossack sur la teneur en chlorophylle (a+b) de la V1: Semito et la V2 : Cirta, après 14 jours de traitement ($m \pm s, n=3$).	146
64.	Effets de trois concentrations de Sekator sur la teneur en chlorophylle (a) de la V1: Semito et la V2 : Cirta, après 14 jours de traitement ($m \pm s, n=3$).	146
65.	Effets de trois concentrations de Sekator sur la teneur en chlorophylle (b) de la V1: Semito et la V2 : Cirta, après 14 jours de traitement ($m \pm s, n=3$).	147
66.	Effets de trois concentrations de Sekator sur la teneur en chlorophylle (a+b) de la V1: Semito et la V2 : Cirta, après 14 jours de traitement ($m \pm s, n=3$).	147
67.	Effets du Cossack sur l'activité respiratoire des racines de la V1 : Semito, après 14 jours de traitement.	151
68.	Effets du Cossack sur l'activité respiratoire des racines de la V2 : Cirta, après 14 jours de traitement.	152
69.	Effets du Sekator sur l'activité respiratoire des racines de la V1 : Semito, après 14 jours de traitement.	152
70.	Effets du Sekator sur l'activité respiratoire des racines de la V2 : Cirta, après 14 jours de traitement.	153
71.	Effets de trois concentrations de Cossack sur la teneur en protéines totales de la V1: Semito, après 14 jours de traitement ($m \pm s, n=3$).	156
72.	Effets de trois concentrations de Cossack sur la teneur en protéines totales de la V2: Cirta, après 14 jours de traitement ($m \pm s, n=3$).	156
73.	Effets de trois concentrations de Sekator sur la teneur en protéines totales de la V1: Semito, après 14 jours de traitement ($m \pm s, n=3$).	157
74.	Effets de trois concentrations de Sekator sur la teneur en protéines totales de la V2: Cirta, après 14 jours de traitement ($m \pm s, n=3$).	157
75.	Effets de trois concentrations de Cossack sur la teneur en proline de la V1: Semito, après 14 jours de traitement ($m \pm s, n=3$).	160
76.	Effets de trois concentrations de Cossack sur la teneur en proline de la V2: Cirta, après 14 jours de traitement ($m \pm s, n=3$).	160
77.	Effets de trois concentrations de Sekator sur la teneur en proline de la V1: Semito, après 14 jours de traitement ($m \pm s, n=3$).	161
78.	Effets de trois concentrations de Sekator sur la teneur en proline de la V2: Cirta, après 14 jours de traitement ($m \pm s, n=3$).	161
79.	Effets de trois concentrations de Cossack sur la teneur en sucres solubles de la V1: Semito, après 14 jours de traitement ($m \pm s, n=3$).	164

80.	Effets de trois concentrations de Cossack sur la teneur en sucres solubles de la V2: Cirta, après 14 jours de traitement ($m \pm s$, $n=3$).	164
81.	Effets de trois concentrations de Sekator sur la teneur en sucres solubles de la V1: Semito, après 14 jours de traitement ($m \pm s$, $n=3$).	165
82.	Effets de trois concentrations de Sekator sur la teneur en sucres solubles de la V2: Cirta, après 14 jours de traitement ($m \pm s$, $n=3$).	165
83.	Effets de trois concentrations de Cossack sur l'activité catalase de la V1: Semito, après 14 jours de traitement ($m \pm s$, $n=3$).	170
84.	Effets de trois concentrations de Cossack sur l'activité catalase de la V2: Cirta, après 14 jours de traitement ($m \pm s$, $n=3$).	170
85.	Effets de trois concentrations de Sekator sur l'activité catalase de la V1: Semito, après 14 jours de traitement ($m \pm s$, $n=3$).	171
86.	Effets de trois concentrations de Sekator sur l'activité catalase de la V2: Cirta, après 14 jours de traitement ($m \pm s$, $n=3$).	171
87.	Effets de trois concentrations de Cossack sur l'activité ascorbate peroxydase (APX) de la V1: Semito, après 14 jours de traitement ($m \pm s$, $n=3$).	174
88.	Effets de trois concentrations de Cossack sur l'activité ascorbate peroxydase (APX) de la V2: Cirta, après 14 jours de traitement ($m \pm s$, $n=3$).	174
89.	Effets de trois concentrations de Sekator sur l'activité ascorbate peroxydase (APX) de la V1: Semito, après 14 jours de traitement ($m \pm s$, $n=3$).	175
90.	Effets de trois concentrations de Sekator sur l'activité ascorbate peroxydase (APX) de la V2: Cirta, après 14 jours de traitement ($m \pm s$, $n=3$).	175
91.	Effets de trois concentrations de Cossack sur l'activité Glutathion-S-Transférase (GST) de la V1: Semito, après 14 jours de traitement ($m \pm s$, $n=3$).	178
92.	Effets de trois concentrations de Cossack sur l'activité Glutathion-S-Transférase (GST) de la V2: Cirta, après 14 jours de traitement ($m \pm s$, $n=3$).	178
93.	Effets de trois concentrations de Sekator sur l'activité Glutathion-S-Transférase (GST) de la V1: Semito, après 14 jours de traitement ($m \pm s$, $n=3$).	179
94.	Effets de trois concentrations de Sekator sur l'activité Glutathion-S-Transférase (GST) de la V2: Cirta, après 14 jours de traitement ($m \pm s$, $n=3$).	179
95.	Effets de trois concentrations de Cossack sur la teneur en Malonedialdéhyde (MDA) de la V1:Semito, après 14 jours de traitement ($m \pm s$, $n=3$).	182
96.	Effets de trois concentrations de Cossack sur la teneur en Malonedialdéhyde (MDA) de la V2: Cirta, après 14 jours de traitement ($m \pm s$, $n=3$).	182
97.	Effets de trois concentrations de Sekator sur la teneur en Malonedialdéhyde (MDA) de la V1:Semito, après 14 jours de traitement ($m \pm s$, $n=3$).	183
98.	Effets de trois concentrations de Sekator sur la teneur en Malonedialdéhyde (MDA) de la V2: Cirta, après 14 jours de traitement ($m \pm s$, $n=3$).	183
99.	Effets de trois concentrations de Cossack sur la teneur en Glutathion (GSH) de la V1:Semito, après 14 jours de traitement ($m \pm s$, $n=3$).	186
100	Effets de trois concentrations de Cossack sur la teneur en Glutathion (GSH) de la V2: Cirta, après 14 jours de traitement ($m \pm s$, $n=3$).	186
101	Effets de trois concentrations de Sekator sur la teneur en Glutathion (GSH) de la V1:Semito, après 14 jours de traitement ($m \pm s$, $n=3$).	187
102	Effets de trois concentrations de Sekator sur la teneur en Glutathion (GSH) de la V2: Cirta, après 14 jours de traitement ($m \pm s$, $n=3$).	187
103	Coupe histologique transversale de la racine témoin de <i>T.durum</i> , Variétés Semito et Cirta.	192

104	Comparaison des coupes histologiques transversales des racines de <i>T.durum</i> Variété Semito, en présence ou non du Cossack ^{OD} .	193
105	Comparaison des coupes histologiques transversales des racines de <i>T.durum</i> Variété Cirta, en présence ou non du Cossack ^{OD} .	194
106	Comparaison des coupes histologiques transversales des racines de <i>T.durum</i> Variété Semito, en présence ou non du Sekator ^{OD} .	195
107	Comparaison des coupes histologiques transversales des racines de <i>T.durum</i> Variété Cirta, en présence ou non du Sekator ^{OD} .	196
108	Coupe histologique transversale de la feuille témoin de <i>T.durum</i> , Variétés Semito et Cirta.	204
109	Comparaison des coupes histologiques transversales des feuilles de <i>T.durum</i> Variété Semito, en présence ou non du Cossack ^{OD} .	205
110	Comparaison des coupes histologiques transversales des feuilles de <i>T.durum</i> Variété Cirta, en présence ou non Cossack ^{OD} .	206
111	Comparaison des coupes histologiques transversales des feuilles de <i>T.durum</i> Variété Semito, en présence ou non du Sekator ^{OD} .	207
112	Comparaison des coupes histologiques transversales des feuilles de <i>T.durum</i> Variété Cirta, en présence ou non du Sekator ^{OD} .	208
113	Chromatogrammes d'analyse des résidus de l'Iodosulfuron-méthyl-sodium, chez les échantillons témoins des variétés Semito et Cirta.	218
114	Chromatogrammes d'analyse de résidus de l'Iodosulfuron-méthyl-sodium, chez les échantillons des deux variétés Semito et Cirta, traités avec la C3 du Cossack.	219
115	Chromatogrammes d'analyse de résidus de l'Iodosulfuron-méthyl-sodium, chez les échantillons des deux variétés Semito et Cirta, traités avec la C3 du Sekator.	220
116	Chromatogrammes de détermination des résidus du Mésosulfuron-méthyl, chez les échantillons témoins des variétés Semito et Cirta	222
117	Chromatogrammes de détermination de résidus du Mésosulfuron-méthyl, chez les échantillons des deux variétés Semito et Cirta, traités avec la C3 du Cossack	223
118	Chromatogrammes de détermination de résidus du Mésosulfuron-méthyl, chez les échantillons des deux variétés Semito et Cirta, traités avec la C3 du Sekator.	224
119	Chromatogrammes de détermination des résidus du Méfenpyr-diéthyl, chez les échantillons témoins des variétés Semito et Cirta	226
120	Chromatogrammes de détermination de résidus du Méfenpyr-diéthyl, chez les échantillons des deux variétés Semito et Cirta, traités avec la C3 du Cossack.	227
121	Chromatogrammes de détermination de résidus du Méfenpyr-diéthyl, chez les échantillons des deux variétés Semito et Cirta, traités avec la C3 du Sekator.	228

Liste des tableaux

N°	Titre	Page
1.	Mieux identifier les mauvaises herbes.	13
2.	Classification des herbicides selon leur mode d'action.	26
3.	Principaux radicaux libres (ERO) produits lors d'un stress oxydatif chez les plantes.	38
4.	Différentes concentrations de Cossack ^{OD} et Sekator ^{OD} utilisées pour la culture in vitro.	58
5.	Différentes concentrations de Cossack ^{OD} et Sekator ^{OD} utilisées pour les cultures en pots.	60
6.	La teneur en matières actives de chaque concentration utilisée et de chaque produit herbicide.	71
7.	Les limites de quantification et les métabolites des substances actives du Cossack ^{OD} et du Sekator ^{OD} .	80
8.	Les conditions d'utilisation de la chromatographie liquide couplée à la spectrophotométrie de masse en tandem (LC-MS/MS).	83
9.	Test t de Student pour échantillons indépendants appliqué pour comparer entre les deux produits herbicides, le pourcentage de germination (PG) obtenus pour chaque temps et chaque concentration chez la variété Semito de <i>T.durum</i> .	90
10.	Test t de Student pour échantillons indépendants appliqué pour comparer entre les deux produits herbicides, le pourcentage de germination (PG) obtenus pour chaque temps et chaque concentration chez la variété Cirta de <i>T.durum</i> .	91
11.	Test de FRIEDMAN de la comparaison, entre les quatre temps, de l'identité des pourcentages de germinations (PG) obtenus pour chacune des quatre concentrations de l'herbicide Cossack appliqué sur chacune des deux variétés Semito et Cirta.	92
12.	Test de FRIEDMAN de la comparaison, entre les quatre temps, de l'identité des pourcentages de germinations (PG) obtenus pour chacune des quatre concentrations de l'herbicide Sekator appliqué sur chacune des deux variétés Semito et Cirta.	92
13.	Test t de Student pour échantillons indépendants appliqué pour comparer entre les deux produits herbicides, l'indice de germination (IG) obtenus pour chaque temps et chaque concentration chez les deux variétés Semito et Cirta de <i>T.durum</i> .	96
14.	Test t de Student pour échantillons indépendants appliqué pour comparer entre les deux produits herbicides, la vitesse de germination (VG) obtenus pour chaque temps et chaque concentration chez les deux variétés Semito et Cirta de <i>T.durum</i> .	100
15.	Test t de Student pour échantillons indépendants appliqué pour comparer entre les deux produits herbicides, le nombre moyen de racines (NMR) obtenus pour chaque temps et chaque concentration chez la variété Semito de <i>T.durum</i> .	104
16.	Test t de Student pour échantillons indépendants appliqué pour comparer entre les deux produits herbicides, le nombre moyen de racines (NMR) obtenus pour chaque temps et chaque concentration chez la variété Cirta de <i>T.durum</i> .	105

17.	Test de FRIEDMAN de la comparaison, entre les quatre temps, de l'identité de nombre moyen de racines (NMR) obtenu pour chacune des quatre concentrations de l'herbicide Cossack appliqué sur chacune des deux variétés Semito et Cirta.	106
18.	Test de FRIEDMAN de la comparaison, entre les quatre temps, de l'identité de nombre moyen de racines (NMR) obtenu pour chacune des quatre concentrations de l'herbicide Sekator appliqué sur chacune des deux variétés Semito et Cirta.	106
19.	Test t de Student pour échantillons indépendants appliqué pour comparer entre les deux produits herbicides, la longueur moyenne des racines (LMR) obtenus pour chaque temps et chaque concentration chez la variété Semito de <i>T.durum</i> .	110
20.	Test t de Student pour échantillons indépendants appliqué pour comparer entre les deux produits herbicides, la longueur moyenne des racines (LMR) obtenus pour chaque temps et chaque concentration chez la variété Cirta de <i>T.durum</i> .	111
21.	Test de FRIEDMAN de la comparaison, entre les quatre temps, de l'identité des longueurs moyennes de racines (LMR) obtenues pour chacune des quatre concentrations de l'herbicide Cossack appliqué sur chacune des deux variétés Semito et Cirta.	112
22.	Test de FRIEDMAN de la comparaison, entre les quatre temps, de l'identité des longueurs moyennes de racines (LMR) obtenues pour chacune des quatre concentrations de l'herbicide Sekator appliqué sur chacune des deux variétés Semito et Cirta.	112
23.	Test t de Student pour échantillons indépendants appliqué pour comparer entre les deux produits herbicides, la longueur moyenne de tigelles (LMT) obtenus pour chaque temps et chaque concentration chez la variété Semito de <i>T.durum</i> .	116
24.	Test t de Student pour échantillons indépendants appliqué pour comparer entre les deux produits herbicides, la longueur moyenne de tigelles (LMT) obtenus pour chaque temps et chaque concentration chez la variété Cirta de <i>T.durum</i> .	117
25.	Test de FRIEDMAN de la comparaison, entre les quatre temps, de l'identité des longueurs moyennes de tigelles (LMT) obtenues pour chacune des quatre concentrations de l'herbicide Cossack appliqué sur chacune des deux variétés Semito et Cirta.	118
26.	Test de FRIEDMAN de la comparaison, entre les quatre temps, de l'identité des longueurs moyennes de tigelles (LMT) obtenues pour chacune des quatre concentrations de l'herbicide Sekator appliqué sur chacune des deux variétés Semito et Cirta.	118
27.	Test t de Student pour échantillons indépendants appliqué pour comparer entre les deux produits herbicides, la longueur moyenne des feuilles (LMF) obtenus pour chaque temps et chaque concentration chez les deux variétés Semito et Cirta de <i>T.durum</i> .	122
28.	Test t de Student pour échantillons indépendants appliqué pour comparer entre les deux produits herbicides, la surface foliaire (SF) obtenus pour chaque temps et chaque concentration chez les deux variétés Semito et Cirta de <i>T.durum</i> .	126
29.	Résultats de l'analyse de la variance à trois critères de classification appliquée dans la comparaison, entre les différentes concentrations, les différents temps et les deux variétés Semito et Cirta soumises à l'herbicide Cossack.	129
30.	Résultats de l'analyse de la variance à trois critères de classification appliquée dans la comparaison, entre les différentes concentrations, les différents temps et les deux variétés Semito et Cirta soumises à l'herbicide Sekator	130

31.	Résultats de l'analyse de la variance à deux critères de classification appliquée dans la comparaison, entre les différentes concentrations et entre les deux variétés Semito et Cirta soumises aux traitements herbicides par le Cossack et le Sekator.	131
32.	Test de TUKEY de la comparaison entre les quatre temps, les différentes concentrations et les deux variétés Semito et Cirta soumises à l'herbicide Cossack.	132
33.	Test de TUKEY de la comparaison entre les quatre temps, les différentes concentrations et les deux variétés Semito et Cirta soumises à l'herbicide Sekator.	133
34.	Test de TUKEY de la comparaison, entre les différentes concentrations et les deux variétés Semito et Cirta soumises à l'herbicide Cossack.	134
35.	Test de TUKEY de la comparaison, entre les différentes concentrations et les deux variétés Semito et Cirta soumises à l'herbicide Sekator.	135
36.	Test de DUNETT de la comparaison entre les différentes concentrations, pour les deux variétés Semito et Cirta soumises aux deux produits herbicides le Cossack et le Sekator.	136
37.	Test de DUNETT de la comparaison entre les différentes concentrations, pour les deux variétés Semito et Cirta soumises aux deux produits herbicides le Cossack et le Sekator.	137
38.	Test t de Student pour échantillons indépendants appliqué pour comparer entre les deux produits herbicides, la teneur en eau des feuilles (TE) obtenus pour chaque temps et chaque concentration chez les deux variétés Semito et Cirta de <i>T.durum</i> .	139
39.	Test t de Student pour échantillons indépendants appliqué pour comparer entre les deux produits herbicides, la teneur en chlorophylle a, chlorophylle b et chlorophylle (a+b) obtenus pour chaque temps et chaque concentration chez la variété Semito de <i>T.durum</i> .	143
40.	Test t de Student pour échantillons indépendants appliqué pour comparer entre les deux produits herbicides, la teneur en chlorophylle a, chlorophylle b et chlorophylle (a+b) obtenus pour chaque temps et chaque concentration chez la variété Cirta de <i>T.durum</i> .	144
41.	Résultats de l'analyse de la variance à deux critères de classification appliquée dans la comparaison, entre les différentes concentrations et entre les deux variétés Semito et Cirta pour chaque traitement herbicide appliqué.	148
42.	Test de TUKEY de la comparaison, entre les différentes concentrations et les deux variétés Semito et Cirta pour chaque traitement herbicide le Cossack et le Sekator.	149
43.	Test de DUNETT de la comparaison entre les différentes concentrations, pour les deux variétés Semito et Cirta soumises aux deux produits herbicides le Cossack et le Sekator.	150
44.	Test t de Student pour échantillons indépendants appliqué pour comparer entre les deux produits herbicides, la teneur en protéines totaux obtenus pour chaque temps et chaque concentration chez les deux variétés Semito et Cirta de <i>T.durum</i>	155
45.	Test t de Student pour échantillons indépendants appliqué pour comparer entre les deux produits herbicides, la teneur en proline obtenus pour chaque temps et chaque concentration chez les deux variétés Semito et Cirta de <i>T.durum</i> .	159

46.	Test t de Student pour échantillons indépendants appliqué pour comparer entre les deux produits herbicides, la teneur en sucres solubles obtenus pour chaque temps et chaque concentration chez les deux variétés Semito et Cirta de <i>T.durum</i> .	163
47.	Résultats de l'analyse de la variance à deux critères de classification appliquée dans la comparaison, entre les différentes concentrations, sur les deux variétés Semito et Cirta soumises aux deux traitements herbicides le Cossack et le Sekator.	166
48.	Test de TUKEY de la comparaison, entre les différentes concentrations et les deux variétés Semito et Cirta pour chaque traitement herbicide le Cossack et le Sekator.	167
49.	Test de DUNETT de la comparaison entre les différentes concentrations, pour les deux variétés Sémito et Cirta soumises aux deux produits herbicides le Cossack et le Sekator.	168
50.	Test t de Student pour échantillons indépendants appliqué pour comparer entre les deux produits herbicides, l'activité catalase (CAT) obtenus pour chaque temps et chaque concentration chez les deux variétés Semito et Cirta de <i>T.durum</i>	169
51.	Test t de Student pour échantillons indépendants appliqué pour comparer entre les deux produits herbicides, La teneur en Ascorbate peroxydase (APX) obtenus pour chaque temps et chaque concentration chez les deux variétés Semito et Cirta de <i>T.durum</i> .	173
52.	Test t de Student pour échantillons indépendants appliqué pour comparer entre les deux produits herbicides, La teneur en Glutathion-S-Transférase (GST) obtenus pour chaque temps et chaque concentration chez les deux variétés Semito et Cirta de <i>T.durum</i> .	177
53.	Test t de Student pour échantillons indépendants appliqué pour comparer entre les deux produits herbicides, La teneur en Malonedialdéhyde (MDA) obtenus pour chaque temps et chaque concentration chez les deux variétés Semito et Cirta de <i>T.durum</i> .	181
54.	Test t de Student pour échantillons indépendants appliqué pour comparer entre les deux produits herbicides, La teneur en Glutathion (GSH) obtenus pour chaque temps et chaque concentration chez les deux variétés Semito et Cirta de <i>T.durum</i> .	185
55.	Résultats de l'analyse de la variance à deux critères de classification appliquée dans la comparaison, entre les différentes concentrations, sur les deux variétés Semito et Cirta soumises aux de traitements herbicides.	188
56.	Test de TUKEY de la comparaison, entre les différentes concentrations et les deux variétés Semito et Cirta pour chaque traitement herbicide le Cossack et le Sekator.	189
57.	Test de DUNETT de la comparaison entre les différentes concentrations, pour les deux variétés Sémito et Cirta soumises aux deux produits herbicides le Cossack et le Sekator.	190
58.	Test t de Student pour échantillons indépendants appliqué pour comparer entre les deux produits herbicides, les mensurations des coupes histologiques de racine des deux variétés blé dur (<i>Triticum durum</i> Desf).	200
59.	Résultats de l'analyse de la variance à deux critères de classification appliquée dans la comparaison, entre les différentes concentrations, sur les deux variétés Semito et Cirta soumises aux deux traitements herbicides.	201

60.	Test de TUKEY de la comparaison, entre les différentes concentrations et les deux variétés Semito et Cirta pour chaque traitement herbicide le Cossack et le Sekator.	202
61.	Test de DUNETT de la comparaison entre les différentes concentrations, pour les deux variétés Sémito et Cirta soumises aux deux produits herbicides le Cossack et le Sekator.	203
62.	Test t de Student pour échantillons indépendants appliqué pour comparer entre les deux produits herbicides, les mensurations des coupes histologiques des feuilles des deux variétés blé dur (<i>Triticum durum</i> Desf).	213
63.	Résultats de l'analyse de la variance à deux critères de classification appliquée dans la comparaison, entre les différentes concentrations, sur les deux variétés Semito et Cirta soumises aux deux traitements herbicides.	214
64.	Test de TUKEY de la comparaison, entre les différentes concentrations et les deux variétés Semito et Cirta pour chaque traitement herbicide le Cossack et le Sekator.	215
65.	Test de DUNETT de la comparaison entre les différentes concentrations, pour les deux variétés Sémito et Cirta soumises aux deux produits herbicides le Cossack et le Sekator.	216
66.	Résultats d'analyse de résidus de pesticides par LC-MS/MS après extraction selon la méthode de QuEChERS des deux produits herbicides appliqués sur <i>T.durum</i> .	230

Liste des abréviations

¹O₂: Oxygène singulet.
2,4-D: 2,4-Dichlorophenoxy acetic acide
ABA: Acide Abscissique
ADN: Acide Désoxyribonucléique.
ADNcp: ADN chloroplastique.
ADNmt: ADN mitochondrial.
ADP: Adenosine Di Phosphate.
ALS: Acéto-Lactate Synthétase.
APCI: Ionisation Chimique à Pression Atmosphérique
APOD: Ascorbate Peroxydase
APX: Ascorbate Peroxydase
ARN: Acide Ribonucléique.
AS: Ascorbate
AsA: Acide Ascorbique.
ATP: Adenosine Tri Phosphate
 α -L: Acide α -Linoléique
BBC: Bleu Brillant de Coomassie
BSA: Albumine de Sérum de Bœuf.
CAT: Catalase
DES: Dose Sans Effet
DHA: Déhydroascorbate
DHAR: Déhydroascorbate réductase
d-SPE: étape d'extraction en phase solide et en mode dispersive
DTNB: 5, 5'- dithiobis-(2-nitrobenzoic acid)
EDTA: Ethylène Diamine Tétra Acétique
ERO: Espèces Réactives d'Oxygène
ESI: Ionisation Electro Spray
FAD: Flavine Adénine Dinucléotide
GC: Chromatographie gazeuse
GCB: Graphite Carbon Black
GR: Glutathion Réductase
GSH: Glutathion Réduit
GSSG: Glutathion Oxydé
GST: Glutathion-S-Transférase
HAP: Hydrocarbure Aromatique Polycyclique
HSP: Heat Shock Proteins
ICDH: Isocitrate Déhydrogénase
LC: Chromatographie Liquide
LDM: Limite de Détection d'une Méthode

LMR: Limite Maximale de Résidus
LOX: Lipoxygénase
LQ: Limite de Quantification
MDA: Malone-Di-Aldéhyde
MDHA: Monodéhydroascorbate
MDHAR: Monodéhydroascorbate réductase
MF: Matière fraîche.
MO: Matière organique (%).
MRM: Multiple Reaction Monitoring
MS: Spectrophotométrie de Masse
NADH: Nicotinamide Adénine Dinucléotide Réduit.
NADPH: Nicotinamide Adénine Dinucléotide Phosphate Réduit.
OH· : Radical hydroxyle.
PPDS: Plus Petite Différence Significative
PQ: Plasto-Quinone.
PS: Photo-Système
PSA: Amine Primaire et Secondaire
PSI: Photosystème I.
PSII: Photosystème II.
R.: Radical hydroxyle.
ROS: Réactif Oxygen Species
SIM: Single Ion Monitoring
SOD: Super-Oxyde Dismutase
***T.durum* :** *Triticum durum Desf*
TBA: Acide Thio-Barbiturique
TBARS: Substance Réactive à l'Acide Thio-Barbiturique
TCA: Acide Tri-Chloroacétique
TR%: Taux de Récupération
V1: Semito
V2: Cirta

Tables des matières

Remerciements

Résumé

Abstract

ملخص

Liste des figures

Liste des tableaux

Liste des abréviations

Tables des matières

Introduction	01
Revue bibliographique.....	05
1. Le blé dur	
- Description générale, culture et emploi.....	05
- Importance alimentaire et économique.....	08
- Origine et diversification du blé en Algérie.....	08
- Situation actuelle en Algérie.....	09
- Les contraintes à la production du blé en milieu méditerranéen	10
- Les adventices de blé.....	12
2. Les pesticides.....	16
- La systémie des pesticides.....	18
- Mélange de pesticides et effets sur la santé.....	20
- Utilisation des pesticides sur l'échelle mondiale et nationale.....	21
- Législation régissant les pesticides.....	23
- Les herbicides.....	25
- Classification des herbicides.....	26
- Les herbicides safeneurs.....	28
- Activité et mode d'action des herbicides safeneurs.....	29
- Les sulfonylurées.....	30
- Structure chimique et activité herbicide des sulfonylurées.....	30
- Propriétés physicochimiques des sulfonylurées.....	31
- Mode d'action des sulfonylurées.....	31
- Bioaccumulation, Résidus de pesticides et indices toxicologiques.....	32
- Limite maximale de résidus (LMR).....	33
- Dose journalière admise (DJA).....	34
- Détermination de résidus de pesticides.....	34
- Couplage de la chromatographie et de la spectrophotométrie.....	36

- La chromatographie liquide couplée à la spectrophotométrie de masse en mode tandem CL/SM ² de type triple quadripôle.....	37
3. Le stress oxydatif chez les végétaux.....	38
- Les systèmes antioxydants de protection.....	39
- Les cibles des ERO.....	40
- Effets des stress chimiques et xénobiotiques chez les plantes.....	41
- Effets primaires des xénobiotiques.....	41
- Effets globaux et en cascade des xénobiotiques.....	43
- Effets de dose et effets paradoxaux.....	45
- Mécanisme de réponses des plantes au stress xénobiotiques	45
- Mécanisme de tolérance de plante aux xénobiotiques.....	45
- Mécanisme antioxydant de tolérance de plante aux xénobiotiques.....	48
- Implication des phytohormone dans la tolérance de plante aux xénobiotiques.....	50
- Mécanisme de résistance des plantes aux xénobiotiques.....	50
Matériel et méthodes.....	53
1. Matériel expérimental.....	53
- Présentation du matériel biologique.....	53
- Classification du blé dur.....	53
- Herbicides utilisés.....	54
- Le Cossack.....	54
- Le Sekator.....	56
2. Conduite de l'essai au laboratoire.....	58
- Préparation des grains de blé dur.....	58
- Culture de <i>T.durum</i> en boîtes de Pétri.....	58
- Culture en pots de <i>T.durum</i>	60
3. Paramètres étudiés.....	62
- Mesure des paramètres Germinatifs.....	62
- Pourcentage de germination.....	62
- Indice de germination.....	62
- Vitesse de germination.....	62
- Mesure des paramètres morpho-métriques.....	63
- Nombre moyen des racines (NMR).....	63
- Longueur moyenne des racines (LMR).....	63
- Longueur moyenne des tigelles (LMT).....	63
- Longueur moyenne des feuilles (LMF).....	63
- Mesure des paramètres physiologiques.....	63
- La teneur en Eau des feuilles (TE%).....	63
- La surface foliaire (SF).....	64
- La teneur en chlorophylle <i>a</i> , <i>b</i> et <i>a+b</i>	64

- Étude du métabolisme respiratoire.....	65
- Mesure des paramètres biochimiques.....	66
- Dosage des protéines totales.....	66
- Dosage de la proline.....	66
- Dosage des sucres solubles.....	66
- Dosage de quelques biomarqueurs de stress oxydatif.....	67
- Dosage enzymatique.....	67
- Préparation de l'extrait enzymatique.....	67
- Quantification des mesures spectrophotométriques.....	67
- Dosage de l'activité Catalase (CAT).....	68
- Dosage de l'activité Ascorbate peroxydase (APX).....	68
- Dosage de l'activité Glutathion-S-Transférase(GST).....	68
- Dosage Non enzymatique.....	69
- La teneur en Malon-dialdéhyde (MDA).....	69
- La teneur en Glutathion (GSH).....	69
- Étude histologique de la racine et de la feuille de <i>T.durum</i>	70
- Échantillonnage.....	70
- Réalisation des coupes anatomiques et coloration.....	70
- Visualisation et Photographie.....	70
- Mensurations.....	70
- Analyse de résidus de pesticides chez <i>T.durum</i>	71
- Mise en culture et échantillonnage.....	71
- Préparation et description de la méthode QuEChERS.....	72
- Préparation des échantillons et processus d'extraction selon la méthode de QuEChERS.....	73
- La détermination des résidus de pesticides par LC-MS/MS.....	78
- Préparation des solutions mères.....	78
- Préparation du mélange.....	78
- Détermination des TR% et de la LQ.....	79
- Définition réglementaire des résidus des substances actives analysées.....	84
- Méthode statistique d'analyse et de traitement des données.....	84
- Le test t de Student pour échantillons indépendants.....	84
- Le test de l'analyse de la variance (ANOVA).....	85
- Le test de TUKEY	86
- Le test de DUNNETT.....	86
- Le test de FREIDMAN.....	87
Résultats.....	88
- Effets des sulfonilurées sur les paramètres germinatifs.....	88
- Le pourcentage de germination.....	88
- L'indice de germination.....	95
- La vitesse de germination.....	99
- Effets des sulfonilurées sur les paramètres morfo-métriques.....	103
- Le nombre moyen de racines.....	103

- La longueur moyenne des racines.....	109
- La longueur moyenne des tiges.....	115
- La longueur moyenne des feuilles.....	121
- La surface foliaire.....	125
- Effets des sulfonyles sur les paramètres physiologiques.....	138
- La teneur relative en eau (%) des feuilles.....	138
- La teneur en chlorophylle <i>a</i> , <i>b</i> et <i>a+b</i>	141
- Le métabolisme respiratoire.....	151
- Effets des herbicides sulfonyles sur les paramètres biochimiques.....	154
- La teneur en protéines totales.....	154
- La teneur en proline.....	158
- La teneur en sucres solubles.....	162
- Effets des sulfonyles sur les biomarqueurs (enzymatiques et non enzymatiques de stress oxydatif).....	168
- L'activité Catalase.....	168
- L'activité Ascorbate peroxydase.....	172
- L'activité Gultathion-S-Transférase.....	176
- La teneur en Malondialdéhyde.....	180
- La teneur en Glutathion.....	184
- Effets des sulfonyles sur l'anatomie de la racine et de la feuille de <i>T.durum</i>	191
- La racine.....	192
- La feuille.....	204
- Résultats de l'analyse de résidus des sulfonyles.....	217
- Détermination des résidus de l'Iodosulfuron méthyl sodium.....	217
- Détermination des résidus du Mésosulfuron méthyl.....	221
- Détermination des résidus du Méfenpyrdiéthyl.....	225
- Résultats de la quantification des résidus des sulfonyles.....	229
Discussion.....	231
Conclusion et Perspectives.....	261
Références bibliographiques.....	265
Annexe.....	303

Introduction

Les céréales cultivées depuis des milliers d'années, constituent la base de notre alimentation et jouent la carte de la diversité. De l'Europe à l'Asie, en passant par l'Afrique et l'Amérique, les hommes du monde entier en ont développé de nombreuses variétés. Elles seront sans doute amenées à jouer un rôle fondamental face aux défis démographiques et environnementaux du siècle (**Nedjah, 2015**).

En Algérie, les produits céréaliers occupent une place stratégique dans le système alimentaire et dans l'économie nationale. Cette caractéristique est perçue d'une manière claire à travers toutes les phases de la filière (**Djermoun, 2009**). Le potentiel de productivité des cultures pourrait être apprécié à travers leur capacité photosynthétique. Aussi, le développement et la formation de la surface foliaire des blés dépendent du potentiel photosynthétique. Ce paramètre essentiel est en rapport avec les rendements biologique et économique du blé (**Chatilov, et al., 1987**).

Cependant, la masse biologique formée ne reflète pas toujours le rendement de la culture car très souvent les conditions de culture apportent leurs correctives par la réduction ou l'augmentation de la productivité photosynthétique (**Turner et al., 2006**).

L'utilisation des pesticides en agriculture est certainement très ancienne. L'emploi du soufre et de l'arsenic, signalé par Homère et Pline l'Ancien, en témoigne (**Druwe et Vaillancourt, 2010**). Néanmoins, ce n'est qu'au cours des XIXe et XXe siècles que les propriétés biocides de nombreux produits ont été mises en évidence. L'utilisation et la production des pesticides pour la protection des cultures est passée alors de ses débuts « alchimiques » à une véritable technologie suffisamment robuste pour assurer l'alimentation d'une population mondiale prévue pour atteindre 9 milliards de personnes en 2050 (**Lamberth et al., 2013**).

Les adventices sont souvent cités parmi les problèmes majeurs dans la culture du blé (**Turner et al., 2006**). Ils entrent en concurrence avec la culture pour la lumière, les éléments minéraux et la ressource hydrique (**Prieur, 2010**). Cette concurrence entraîne des baisses de productivité, des pertes de rendement et de la qualité de la production. Les mesures préventives de lutte contre les adventices nécessitent la connaissance de la biologie, de l'écologie des adventices et une maîtrise des pratiques culturales afin de perturber le cycle de vie des adventices et favoriser la compétition de la culture vis-à-vis de ces concurrents (**Valantin-Morisson et al., 2008**). Lorsque les moyens de lutte préventive n'ont pas réussi à maîtriser les infestations d'adventices, l'utilisation d'herbicides chimiques comme moyen de lutte curatif est nécessaire (**Kurstjens, 2007**). L'application d'un herbicide est un acte technique rapide, simple, relativement peu coûteux et d'une très bonne efficacité avec un large spectre d'action (**Cummins, 2009**).

Comme tous les pesticides, les herbicides ont connu un très grand développement depuis le XIXe siècle. À partir des années 1950, le marché des herbicides a reçu un grand nombre de nouvelles molécules (toluidines, aminosulphonates, triazines...). Les molécules synthétiques ont remplacé les substances naturelles telles que le soufre depuis les années 1990. La composition chimique des herbicides de synthèse est souvent très complexe ce qui rend difficile

la compréhension de leur danger sur l'environnement et la prévision de leur devenir (**Arabat, 2014**). Les traits importants de la concurrence des mauvaises herbes n'étaient pas parmi les principales préoccupations des agriculteurs. En effet, les herbicides ont pris soin de détruire les mauvaises herbes en pratique agricoles (**Weih et al., 2008**).

Actuellement, les herbicides occupent la deuxième position après les fongicides, en matière de consommation dans le monde (**Données de l'Union des Industries de la Protection des Plantes UIPP, 2012**) bien que les statistiques indiquent que les taux de consommation soient en baisse de 1,7% par rapport aux années précédentes.

Cependant, l'introduction massive de ces molécules dans l'environnement, notamment dans les pays développés, a induit de graves conséquences. En effet, comme toute molécule chimique, les pesticides peuvent se disperser dans les différents compartiments de l'environnement et devenir, dans certaines conditions, des polluants du sol, de l'air, de l'eau ou des aliments (**Köhler et Triebkorn, 2013**). Des études ont montré la présence des résidus de pesticides dans les écosystèmes fréquemment en phase aqueuse (dans les eaux des rivières (**Irace-Guigand et al., 2004 ; Zhang et al., 2004**), dans les eaux usées (**Katsoyiannis et al., 2004**), dans les eaux souterraines (**Worrall et al., 2004**) et dans les eaux de pluie (**Haraguchi et al., 1995**), ils sont aussi présents dans l'air (**Coupe et al., 2000**), sur les particules de l'atmosphère (**Scheyer et al., 2005**) et dans les aliments (**Rastrelli et al., 2002**). Une problématique de pollution potentielle a été, alors, soulevée et prend de plus en plus d'ampleur particulièrement concernant la santé humaine.

Les quantités utilisées de pesticides et des xénobiotiques qui leur sont directement associés, tels que les adjuvants, sont particulièrement importantes à l'échelle mondiale. Si les quantités semblent diminuer dans certains pays d'Europe, les matières actives actuelles sont généralement beaucoup plus efficaces que celles des décennies précédentes (**Lamberth et al., 2013**) représentant ainsi un risque toxique accru pour les espèces non cibles.

La toxicité des pesticides dépend de plusieurs facteurs. Quatre éléments peuvent être pris en considération : le climat, le sol, la plante traitée et les techniques d'application. Les principaux indicateurs de toxicité sont les suivants : Le premier indicateur de référence est la dose létale 50 (DL50). C'est la dose administrée à un lot d'animaux et qui provoque la mort de 50% du lot. Elle permet d'estimer la toxicité aiguë du produit. Plus la DL50 est faible, plus le produit est considéré comme toxique. Elle est exprimée en milligramme de substance toxique par kilogrammes de poids corporel (mg. Kg⁻¹). La dose sans effet (DES) correspond à la limite de toxicité chronique pour l'animal (Toxicité à long terme). Elle est exprimée en mg/kg de poids vif par jour. La dose journalière acceptable (DJA) est la quantité de produit pouvant être quotidiennement absorbée au cours d'une vie humaine sans manifestation d'effets secondaires. Elle est exprimée en mg.kg⁻¹.jour⁻¹. La limite maximale de résidu (LMR) est la concentration maximale admissible dans une denrée. Elle est établie pour un produit alimentaire en tenant compte de la quantité d'un aliment donné qu'un homme consomme en moyenne chaque jour (**Baril et al., 2005**). Dans ce contexte, la production de denrées végétales de qualité représente un double enjeu de santé publique. Le ministère de la santé préconise la consommation de 5 à

6 fruits ou légumes, en prévention de différents cancers alors que paradoxalement, ils peuvent être vecteurs de produits supposés cancérigènes (**Mathé et Climent, 2004**).

Dans un souci de protection de la santé humaine et de l'environnement, la réglementation sur les pesticides s'est accrue ces dernières années aussi bien au niveau national qu'international. Les produits phytosanitaires sont soumis à différentes législations, intervenant à toutes les étapes du cycle de vie des molécules de l'autorisation de mise sur le marché des matières actives au contrôle des résidus, en passant par le suivi du transport et de l'étiquetage des produits (**Lamberth et al., 2013**).

La dernière étude réalisée par l'Autorité Européenne de Sécurité des Aliments (EFSA) a démontré que l'exposition à des pesticides conduit à des augmentations de risques significatives pour plusieurs pathologies, telles que la maladie de parkinson et la leucémie, le cancer, les dysfonctions des systèmes reproductifs, des systèmes endocriniens et immunitaires, l'atteinte aiguë et chronique du système nerveux et l'endommagement des poumons (**Chnirheb., 2012**).

Les pesticides s'avèrent être alors une arme à double tranchant. D'une part, ce sont désormais des moyens efficaces et indispensables pour la protection des cultures et d'autre part, des polluants potentiels de l'environnement et des xénobiotiques qui peuvent arriver jusqu'à nos assiettes. Pour toutes ces raisons, les pesticides ont fait l'objet de nombreuses études durant ces dernières années non seulement pour protéger la santé humaine mais aussi pour mieux comprendre leur comportement et surtout leur devenir dans l'environnement.

Comprendre la réponse des plantes, à leur environnement externe est d'une grande importance, en ce qui concerne la recherche fondamentale mais aussi en tant que voie d'amélioration de la tolérance au stress. En tant qu'organisme sessile, les plantes ont développé diverses stratégies adaptatives leur permettant de faire face aux stress environnementaux. L'intérêt que portent les chercheurs aux aspects physiologiques, biochimiques et moléculaires de la réponse des plantes au stress est grandement justifiable. Apportant ainsi, des connaissances pouvant être applicables sur le plan pratique pour le développement d'espèces agricoles tolérantes aux différents stress abiotiques.

Ces dernières années, beaucoup de travaux publiés dans la littérature sont consacrés à l'étude de la dégradation des substances herbicides pures. Cependant, un herbicide commercial est un mélange en agents tensio-actifs, phytoprotecteurs et autres additifs.

Notre étude s'inscrit dans cette thématique. D'une part elle évalue la phytotoxicité de deux herbicides systémiques nouvellement introduits en Algérie, le « **Cossack^{OD}** » et le « **Sekator^{OD}** », chez deux variétés de blé dur (***Triticum durum Desf.***). Nous avons choisi différentes concentrations et différents temps de traitement, et plusieurs paramètres germinatifs, morphologiques, biochimiques et la mesure des biomarqueurs enzymatiques (CAT, APX et GST) et non enzymatiques (GSH et MDA) susceptibles de nous indiquer l'état de stress dû à la présence d'un xénobiotique. Nous avons aussi mené une étude de l'anatomie des parties souterraines et aériennes en contact avec les herbicides. D'autre part, nous nous sommes également intéressés à mettre en valeur la bioaccumulation de ces xénobiotiques par la

réalisation d'une méthode d'analyse multi-résidus de Quesher's adaptée à notre expérimentation.

Nous nous sommes posé les questions suivantes dans la conception de notre travail :

- Étant donné que l'herbicide est utilisé pour éliminer les adventices, aurait-il des effets délétères sur la germination, la morphologie, la physiologie et la biochimie des plantes non cibles tel que le blé dur (*Triticum durum* Desf), traité par le « Cossack^{OD} » et le « Sekator^{OD} » ?
- Est-ce qu'il y aurait un stress oxydatif généré par ces produits ?
- Les effets enregistrés seraient ils différents d'une variété à une autre ?
- Les produits herbicides utilisés appartiennent à la même famille, ils ont le même mode d'action mais leurs doses homologuées sont tellement différentes, cette différence aura-t-elle un effet sur le degré de la toxicité et les résultats enregistrés ?
- Le traitement herbicide appliqué, aurait-il des effets sur l'anatomie des plantes non cibles ?
- Es ce qu'ils s'accumuleraient au sein de la plante ou bien le phytoprotecteur aidera-t-il vraiment à la dégradation rapide de ces molécules au sein de la plante non cible ?

C'est ce que nous nous efforcerons de confirmer à travers cette étude dans le cadre de la réalisation de cette thèse.

Le premier volet de cette thèse s'articule autour d'une introduction suivie d'une revue bibliographique sur l'importance des céréales, l'origine et la diversification du blé en Algérie, une description de la situation actuelle ainsi que la présentation des différents facteurs nuisibles au bon rendement et une illustration des adventices de blé.

Nous détaillerons également quelques généralités sur les pesticides et les herbicides, leurs modes d'actions, leur systémie et leur bioaccumulation et la législation régissant ces produits phytosanitaires.

Et pour mieux comprendre l'impact de ces xénobiotiques sur la plante, nous étudions le stress oxydatif, les effets des stress chimiques et xénobiotiques chez les plantes ainsi que les mécanismes de réponse de ces derniers aux xénobiotiques.

Le second volet de ce manuscrit est consacré à la présentation du matériel biologique et chimique utilisés, le protocole expérimental, les méthodes analytiques des paramètres étudiés et une description de la méthode d'analyse de résidus de pesticides Quesher's. Nous terminons par une analyse statistique et un traitement des données.

Le troisième volet, représente les différents résultats obtenus, la discussion suivie d'une conclusion et des perspectives.

Revue Bibliographique

Revue Bibliographique

1. Le blé dur :

- Description générale, culture et emploi

Le blé dur (*Triticum turgidum ssp. durum*) est une monocotylédone de la famille des Graminées, de la tribu des Triticées et du genre *Triticum*. En termes de production commerciale et d'alimentation humaine, cette espèce est la deuxième plus importante du genre *Triticum* après le blé tendre (*Triticum aestivum L.*).

Il s'agit d'une graminée annuelle de hauteur moyenne et dont le limbe des feuilles est aplati. L'inflorescence en épi terminal se compose de fleurs parfaites (Soltner, 1998). Le système racinaire comprend des racines séminales produites par la plantule durant la levée, ainsi que des racines adventives qui se forment plus tard à partir des nœuds à la base de la plante et constituent le système racinaire permanent (Bozzini, 1988). Le blé dur possède une tige cylindrique, dressée, habituellement creuse et subdivisée en entrenœuds. Certaines variétés possèdent toutefois des tiges pleines. Le chaume (talles) se forme à partir de bourgeons axillaires aux nœuds à la base de la tige principale (Bozzini, 1988). Le nombre de brins dépend de la variété, des conditions de croissance et de la densité de plantation (Clark et al., 2002).

Comme pour d'autres graminées, les feuilles de blé dur se composent d'une base (gaine) entourant la tige, d'une partie terminale qui s'aligne avec les nervures parallèles et d'une extrémité pointue. Au point d'attache de la gaine de la feuille, se trouve une membrane mince et transparente (ligule) comportant deux petits appendices latéraux (oreillettes) (Bozzini, 1988).

La tige principale et chaque brin, portent une inflorescence en épi terminal. L'inflorescence du blé dur est un épi muni d'un rachis portant des épillets séparés par de courts entre-nœuds (Soltner, 1998). Chaque épillet, compte deux glumes (bractées) renfermant de deux à cinq fleurs distiques sur une rachéole. Chaque fleur parfaite est renfermée dans des structures semblables à des bractées, soit la glumelle inférieure (lemma ou lemme) et la glumelle supérieure (paléa). Chacune compte trois étamines à anthères biloculaires, ainsi qu'un pistil à deux styles à stigmates plumeux. À maturité, le grain de pollen fusiforme contient habituellement trois noyaux. Chaque fleur peut produire un fruit à une seule graine, soit le caryopse (Bozzini, 1988). Chaque graine contient un large endosperme et un embryon aplati situé à l'apex de la graine et à proximité de la base de la fleur (Fig. 01) (Soltner, 1998).

Le blé dur est bien adapté aux régions à climat relativement sec, où il fait chaud le jour et frais la nuit durant la période végétative, ce qui est typique des climats méditerranéens et tempérés. Les semences peuvent lever à aussi peu que 2 °C, même si la température optimale est de 15 °C (Bozzini, 1988). La plus grande partie du blé dur produit dans le monde est constituée de blé de printemps; toutefois, il existe des variétés de blé dur d'hiver (qui ont besoin de vernalisation pour amorcer la transition de la phase végétative à la phase reproductrice) ces variétés ont été évaluées en vue de la production dans le Sud des États-Unis (Schilling et al., 2003).

Le blé dur se distingue des autres catégories de blé commerciales cultivées au Canada (appartenant presque toutes, à l'espèce *T. aestivum L.*) par ses caractères qualitatifs uniques.

Les grains de blé dur servent principalement à la fabrication de semoule utilisée dans les pâtes alimentaires. Toutefois, en Afrique du Nord, on utilise aussi cette céréale pour la production de couscous et de boulghour. De plus, sa farine entre dans la préparation des pains traditionnels. Le blé dur (du latin *durum*) possède le grain le plus dur parmi les blés. Il est riche en protéines et la force de son gluten en fait le blé privilégié des transformateurs pour la préparation de pâtes alimentaires. Les grains de blé dur sont ambrés et plus gros que ceux des autres catégories de blé. Le blé dur se distingue aussi par la couleur jaune de l'endosperme, qui donne des pâtes alimentaires dorées. En raison de la fermeté du gluten de blé dur, on obtient une pâte ferme et non collante, idéale pour les pâtes alimentaires (Clarke *et al.*, 2005).

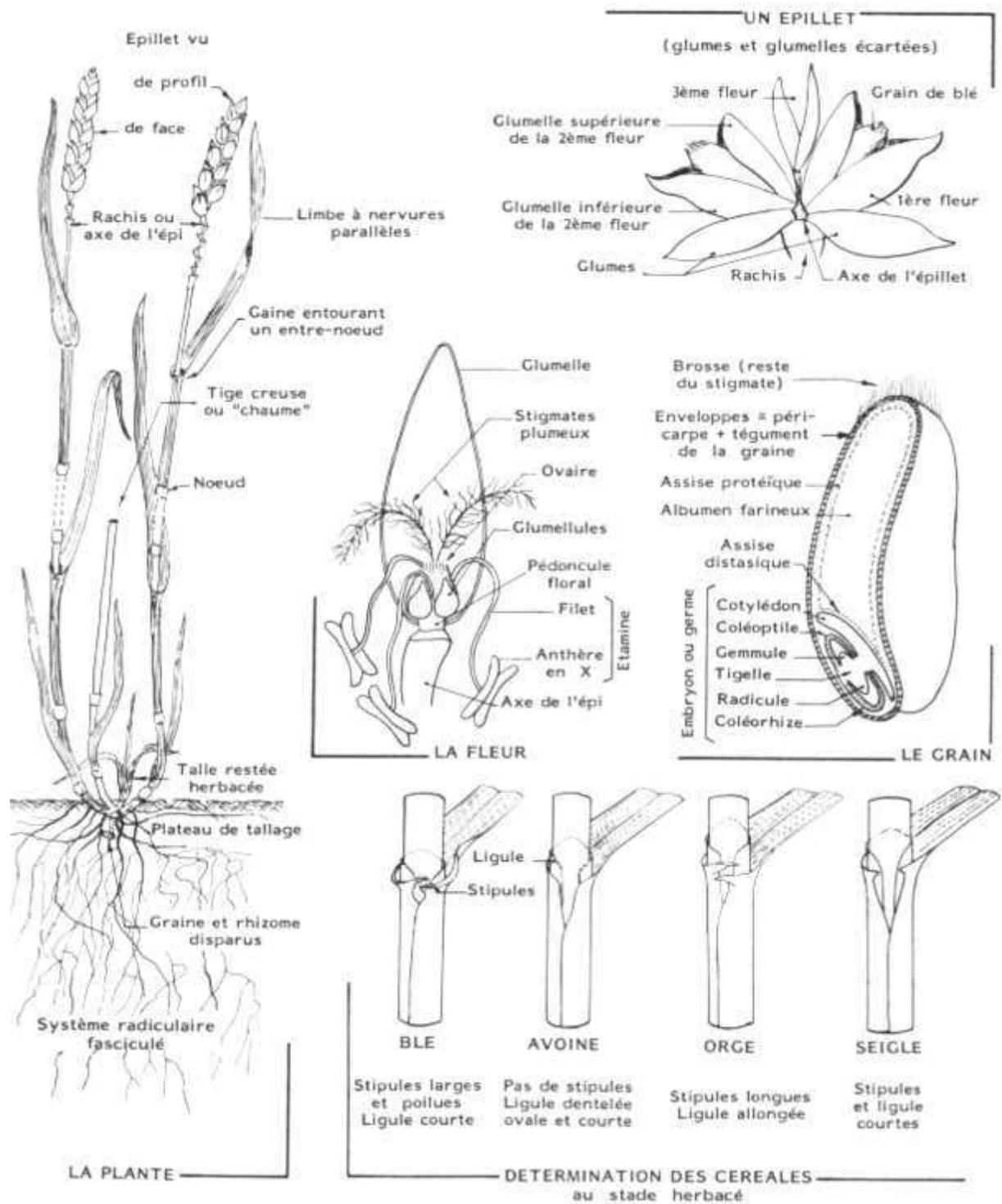


Figure 1. Morphologie des graminées « blé » (Soltner, 1998).

- Importance Alimentaire et Économique

Les blés constituent la première ressource alimentaire de l'humanité, et la principale source de protéines. Ils fournissent également une ressource privilégiée pour l'alimentation animale et de multiples applications industrielles. La presque totalité de la nutrition de la population mondiale est fournie par les aliments en grains dont 95% sont produits par les principales cultures céréalières (**Bonjean et Picard, 1990**).

Le blé dur représente environ 8% des superficies cultivées en blés dans le monde dont 70% sont localisées dans les pays du bassin méditerranéen. La Turquie, la Syrie, la Grèce, l'Italie, l'Espagne, et les pays d'Afrique nord, sont en effet, parmi les principaux producteurs (**Monneveux, 2002**). Par ailleurs, le blé dur occupe une place centrale dans l'économie Algérienne. En 2012, il a atteint une production de l'ordre de 51,2 MQ contre une production mondiale de 690 MT. Sur une superficie de 3 Mha réservée à la céréaliculture, 1 785 000 ha sont destinés à la culture du blé (**CIC, 2008**).

- Origine et diversification de blé en Algérie

Les blés constituent le genre *Triticum*, qui comporte un certain nombre d'espèces cultivées. Du point de vue génétique on peut les classer en diploïdes (*Triticum monococcum*: 14 chromosomes), tétraploïdes (*Triticum turgidum*: 28 chromosomes), et hexaploïdes (*Triticum aestivum*: 42 chromosomes). Ainsi l'origine du blé dur est un hybride, résultant du croisement aléatoire et naturel de l'espèce *Triticum monococcum* (sauvage) et une herbe spontanée apparentée au blé nommée *Aegilops speltoides*, toutes deux vraisemblables, puisqu'on les rencontre dans la même aire géographique (**Belaid, 1996**).

Les blés cultivés en Algérie appartiennent pour la presque totalité aux espèces *T. aestivum* L. (Blé tendre) et *T. durum* Desf. (Blé dur). À l'intérieur de chaque espèce on trouve de nombreuses variétés botaniques. En effet, la diversité des blés Algériens a été à l'origine, étudiée à partir des caractères morphologiques. D'autres paramètres tels que la taille, la forme de l'épi, la position des barbes ont été pris en considération afin de distinguer ainsi un grand nombre de populations.

Ducellier en (**1930**), a décrit l'ensemble des espèces de blé cultivées en Algérie: les blés durs (avec et sans barbes). Avant l'indépendance, il en comptait vingt-neuf variétés d'origine arabes (Hedba, Mohamed ben Bachir, Bidi). Plus de 30 années après les travaux de Ducellier (1930), Laumont et Erroux, (**1961**), ont mentionné les mêmes variétés cultivées de blé dur à une ou deux exceptions.

- Situation actuelle en Algérie

La céréaliculture en Algérie se retrouve face à une situation critique de stress hydrique pour sa deuxième année consécutive. Cette situation a marqué pratiquement tout le premier trimestre de la campagne 2015/2016 avec une pluviométrie cumulée ne dépassant pas les 160 mm dans la majorité des régions et une absence totale de pluie durant le mois de décembre selon L'Institut National des Sols de l'Irrigation et du Drainage (INSID) (**Onfaa, 2016b**).

Selon le bulletin du Joint Research Center/Monitoring Agricultural Ressources (JRC MARS), un déficit pluviométrique important depuis le début de l'hiver a été enregistré dans les principales zones agricoles en Algérie. Le cumul des précipitations a dépassé à peine les 40 mm, exception faite pour les régions de l'Ouest Algérien où ils ont reçu des précipitations bénéfiques depuis le 20 Février (**Onfaa, 2016b**).

Concernant la situation phytosanitaire, cette dernière n'a pas connu de faits saillants au début de cette campagne à l'exception du fléau « rongeurs arvicoles » et contre lequel des opérations de lutte se sont effectuées durant toute la période hivernale.

En effet, selon l'Institut National de la protection des végétaux (INPV), la superficie déclarée infestée par la mérione de Shaw enregistrée au cours des opérations de surveillance au titre de la campagne 2015/2016 avoisine les 37.550,75 ha répartis au niveau de 23 wilayas. Les infestations les plus importantes sont enregistrées au niveau de la zone Est avec 62,21% de la superficie globale et plus particulièrement au niveau des wilayas steppiques à l'exemple de Tébessa (8.670 ha), Msila (5.891 ha) et Khenchela (3.749 ha).

Aussi, les opérations de désherbage chimique ont été clôturées sur une superficie de 539785,45 ha. Au mois d'avril, plusieurs maladies fongiques sont apparues, notamment la tache auréolée, la septoriose, la fusariose, la rouille jaune, la rouille brune et l'oïdium au niveau des zones céréalières. Selon l'INPV, le total des superficies traitées est arrivé à 58 835 ha (**Onfaa, 2016b**).

La production de blés (dur et tendre) dans le monde est en hausse au mois de février par rapport aux prévisions du mois de janvier (1 million de tonnes): soit une hausse de +3 millions de tonnes, en Turquie, en Russie et en Australie et une baisse en Inde de 2,4 millions de tonnes.

La production mondiale de blé dur en 2015/16 au cours du mois de février 2016 est en hausse de 1,7 million de tonnes par rapport au mois de janvier de la même année, atteignant 39,7 millions de tonnes, un bond de 15 % par rapport au résultat de l'année précédente. Les stocks des quatre principaux exportateurs (Canada, États-Unis, Mexique et Union Européenne) devraient grimper d'environ un tiers, à 3,4 millions de tonnes (**Onfaa, 2016a**).

En Algérie, les valeurs d'importations ont tendance à la baisse : soit 43,61% pour le blé dur, 4,77 % pour le blé tendre, 8,43% pour l'orge et 14,57% pour le maïs. En blé dur, les importations des deux premiers mois de l'année 2016 ont atteint 208619,8 t (74,6 millions USD) contre 323626 t (132,3 millions USD) en 2015, (soit une diminution de 35% tonnes et 43,6% en USD) (**Onfaa, 2016a**).

- Les Contraintes à la production du blé en milieu méditerranéen

Les plantes cultivées vivent en conditions de confort hydrique lorsque le sol est proche de la capacité de rétention (**Chennafi et al., 2006**). Le rendement potentiel des cultures est réalisé en conditions de non stress (**Blum, 2005**).

Cependant, dès que le niveau d'humidité baisse dans le profil cultural, tous les organes de la plante subissent des fluctuations de teneur en eau de façon inégale. Le déficit hydrique est lié à un manque d'eau au niveau de la rhizosphère. Si l'avènement se localise à un stade sensible, il affecte une composante de rendement final.

Toutefois, le risque climatique reste quasi-permanent en environnement semi-aride, ceci affecte la culture céréalière de 50 à plus de 90% (**Giunta et al., 1992 ; Chennafi et al., 2005**). Cependant, le degré d'affectation dépend de l'avènement du déficit et du stade végétatif et de la variété utilisée (**Chennafi et al., 2008**).

Le déficit hydrique de montaison réduit le nombre d'épis par mètre carré (NE/m²) et le nombre de grains/épi (NG/E) et affecte d'une manière indirecte le poids de mille grains (PMG). En effet, en milieu méditerranéen, le déficit hydrique contrainte principal de la production du blé réduit le potentiel productif de la culture en période de forte demande climatique et de la rareté des pluies (**Oweis et al., 1999**).

La température permet d'évaluer la chaleur dont dépend le rythme de développement des plantes (**Eliard, 1974**). En effet la température de l'air est un indicateur du niveau énergétique de l'air. Ainsi, elle est considérée comme le principal élément de l'ambiance atmosphérique (**Hufty, 2005**). Toutefois, la température est un élément climatique très variable, il fluctue sans cesse, à toutes les échelles de temps ou d'espace

En effet, en environnement méditerranéen semi-arides, le semis précoce affecte la fertilité des épis, liée aux effets des basses températures au cours du stade gonflement. Les variétés précoces sont sensibles aux gelées printanières ce qui affectent le stade de début-montaison et détruisent l'épi du brin maître (**Abbassenne et al., 1998**).

Les dégâts sur les racines des céréales se manifestent particulièrement sur la croissance du rhizome. Les dommages sont plus accentués, lorsque le froid se manifeste brutalement après une période aux températures relativement douces, ce qui ne donne pas assez de temps à la plante de s'accoutumer ou de s'endurcir (**Couvreur et al., 1979**).

La contrainte du gel affecte notablement le rendement en grains de la culture et atteint des niveaux importants, allant jusqu'au sinistre total (**Bouzerzour, 1990 ; Baldy, 1993**).

La tolérance au froid exprimée par la capacité de la plante à supporter des températures inférieures à 4°C au stade de l'épiaison est un paramètre important à mesurer (**Mekhlouf et al., 2006**).

Au semis, l'effet des hautes températures se matérialise par une réduction de la longueur du coléoptile, la plante ne peut pas s'ancrer en profondeur et devient très sensible aux effets du stress thermique. En effet, la température du sol affecte le coléoptile, la réduction de sa longueur est estimée à 10 mm à une température de 15°C et tend vers une valeur supérieure à un seuil de température de 35°C (**Kirby, 1985**).

En période de tallage herbacé, des températures variant de 15 à 20°C sont considérées favorables pour la production d'un nombre de talles appréciable (**Mekhlouf et al., 2006**).

Cependant, pendant la phase de montaison, l'occurrence plus fréquente de températures élevées a une incidence défavorable sur la croissance des tiges. Les semis tardifs sont la conséquence d'une réduction du rendement en grains, liée à une diminution du nombre d'épis et du poids moyen du grain, causée par les effets des hautes températures en fin de cycle (**Hauchinal et al., 1993**). La phase de remplissage du grain est très sensible à l'avènement des fortes températures. Des valeurs enregistrées de 25 à 30 °C limitent la durée de remplissage du grain et en revanche affectent le poids final (**Zahedi et Jenner, 2003 ; Bahlouli et al., 2008**). Les variétés dont l'épiaison est précoce sont à rendement plus performant que celles tardives. La réduction du rendement est estimée de 35.3 à 91.0 kg ha⁻¹ pour un délai de un jour de retard à l'épiaison (**Tewolde et al., 2006**). Les auteurs considèrent que les génotypes à épiaison précoces auront une post-épiaison plus longue et, par conséquent une période de remplissage du grain plus étalée. Ceci leur permet d'assurer un rendement plus conséquent.

La salinité s'exprime en conductivité électrique (CE) en millimhos ou micromhos. On considère qu'un sol est salé lorsque la CE à 25 °C est supérieure à 4 millimhos. Le blé tolère des valeurs de CE de 4.5 millimhos (**Durand, 1981**). Le blé tendre semble plus tolérant au sel que le blé dur (**Slama, 1986; Roudani, 1996**). La réponse à la salinité se manifeste généralement chez la plupart des plantes cultivées par un effet dépressif sur la croissance et le développement. Cette réponse varie considérablement en fonction du genre, de l'espèce et même de l'écotype ou de la variété (**Cramer, 1994**). La diminution de la croissance est une réponse à la déshydratation; elle contribue à la conservation de l'eau, ce qui permet la survie de la plante (**Binzel et al., 1988**).

En absence de mesure de lutte, les pertes potentielles dues aux maladies, aux animaux ravageurs et aux plantes adventices sont estimées de 50 à 80% de la production potentielle. Les plantes adventices partagent le même espace que la culture, ils se servent des mêmes facteurs de lumière, éléments nutritifs et eau. Cette Concurrence entraîne une croissance rabougrie de la culture. Les mauvaises herbes sont également nuisibles par l'hébergement d'animaux ravageurs et de maladies qui menacent la culture (**Scheepens et al., 2007**).

La compétition de la mauvaise herbe se traduit par une baisse du rendement potentiel des cultures. En Algérie, les pertes dues à la présence des mauvaises herbes dépassent 50% de la production finale (**Kadra, 1976**). Sur les hauts Plateaux Sétifiens, les plantes adventices affectent fortement le rendement des céréales (**Machado et al., 2008**). Les maladies influent sur la biomasse aérienne et sur le rendement en grain. L'affection concerne la semence ainsi

que la qualité des productions. Les pertes en tonnage sont les plus immédiatement ressenties **(Belagrouz, 2013)**.

- **Les adventices de blé**

Les adventices, aussi appelées mauvaises herbes, sont des plantes présentes naturellement dans un milieu, qui se développent dans les champs cultivés ou les jardins. Les adventices sont adaptés aux mêmes sols et aux mêmes conditions climatiques que les plantes cultivées. Les pratiques qui favorisent les cultures favorisent aussi les mauvaises herbes. Ce sont des plantes qui se propagent naturellement (sans l'intervention de l'homme) dans des habitats naturels ou semi naturels **(Brunel et Tison, 2005)**.

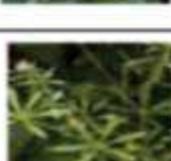
La connaissance des mauvaises herbes est la première donnée essentielle pour mettre en place une stratégie de lutte efficace puisqu'elle permet de :

- Prévoir une intervention à la bonne période.
- Se fixer des priorités d'action sur les adventices les plus problématiques,
- Intervenir avec la bonne technique (intervention chimique et/ou mécanique, travail du sol approprié).
-

Le tableau suivant représente une identification simple des mauvaises herbes pour mieux les connaître :

Tableau 1. Mieux identifier les mauvaises herbes (Schaub, 2010).

	Mauvaises herbes	Durée de végétation approximative (en mois)	Nombre approximatif de graines par plante	Durée de vie des graines dans le sol (en années)
	Véronique persicaire Ehrenpreiss (Veronica persica) Persischer Ehrenpreis	2 - 6	50 - 100	58
	Renouée des oiseaux Knötterich (Polygonum aviculare) Vogelknötterich	4 - 6	125 - 200	30 - 58
	Renouée persicaire Wasserkrütt (Polygonum persicaria) Flohknötterich	4 - 6	200 - 800	30 - 58
	Tabouret de champs Pfannigkrütt (Thlaspi arvense) Ackerhellerkraut	2 - 5	environ 900	30
	Renouée liseron Schwarzl wenda (Polygonum convolvulus) Windenknötterich	5 - 7	100 à 1 000	22
	Ortie brûlante Sangessel Kleine (Urtica urens) Brennessel	/	100 à 1 000	
	Seneçon vulgaire Kreuzelkrütt Gemeines (Senecio vulgaris) Kreuzkraut	2 - 5	plusieurs 1 000	
	Chardon Deschel (Cirsium arvense) Ackerkratzdistel	6 - 10	4 000 - 5 000	25
	Chenopode hybride Schissmelda Bastard- (Chenopodium hybridum) Gänsefuss	4 - 6	1 000 - 15 000	

	Chenopode blanc Schissmelda (Chenopodium album) Weisser Gänsefuß	4 - 6	3 000 - 20 000	39
	Galinsoga Knopfkrütt Kleinbl. (Galinsoga parviflora) Franzosenkraut	2 - 4	5 000 - 30 000	10
	Capselle bourse à pasteur Taschelkrütt (Capsella burs-pastoris) Hirtentäschelkraut	2 - 5	2 000 - 40 000	
	Matricaire Mutterkrütt (Matricaria perforata) Geruchlose Kamille	4 - 8	10 000 - 200 000	
	Amaranta réfléchie Güller Kried Rauhaariger (Amaranthus retroflexus) Fuchsschwanz	4 - 6	Jusqu'à 1 million	
	Gaillet Gratteron Klieb (Galium aparine) Klettenlabkraut	4 - 11	350 - 500	7 - 8
	Matricaire camomille Kamille (Matricaria sp.) Echte Kamille			11
	Liseron des champs Wanda (Convolvulus arvensis) Ackerwinde	5 - 7	500	20
	Moutarde Senf (Sinapis arvensis) Ackersenf	4 - 5	50 - 250	35
	Morelle noire Nachtschatten (Solanum nigrum) Schwarzer Nachtschatten	4 - 6	env. 500	40

	Mouron des oiseaux Vogelmiere (<i>Stellaria media</i>) Vogelmiere	2 - 5	2 000 - 20 000	6 - 68
	Ortie royale Nasselkampf (<i>Galeopsis tetrahit</i>) Gemeiner Hohlzahn			35 - 68
	Digitaire sanguine Hirse (<i>Digitaria sanguinalis</i>) Bluthirse	4 - 6	2 000	3
	Brome (<i>Bromus sterilis</i>) Taube Trespe			2 - 5
	Folle avoine Walhaver (<i>Avena fatua</i>) Flughafer	6	50 - 1 000	3 - 8
	Chiendent Zwagga (<i>Agropyron repens</i>) Quecke	6 - 8	50/are	10
	Agrostis Windhalm (<i>Apera spica-venti</i>) Straussgrass	7 - 10	1 000 - 12 000	2 - 11
	Vulpin Fuchschwanz (<i>Alopecurus myosuroides</i>) Ackerfuchsschwanz	5 - 9	80 - 2 000	11
	Panic Hirse (<i>Echinochloa crus-galli</i>) Hühnerhirse	4 - 6	200 - 500	11
	Paturin annuel Waggrass (<i>Poa annua</i>) Einjährige Rispe	2	env. 450	68

2. Les pesticides

Les pesticides, parfois dénommés sous le terme plus restrictif de produits phytosanitaires, sont des substances chimiques minérales ou organiques, de synthèse ou naturelles, entre autres destinées à protéger les végétaux contre les organismes nuisibles aux cultures (insectes, mauvaises herbes, champignons,...). Les pesticides sont épanchés par pulvérisation, par application sur les sols ou par traitement des semences, et sont employés aussi bien pour le traitement des zones agricoles que pour celui des zones non agricoles : désherbage des axes routiers et des voies ferrées, des communes, des parcs publics et des propriétés privées (jardins, potagers, toitures, terrains de sport,...). Ils sont généralement composés d'une ou plusieurs substances actives, associées à des adjuvants. Ces derniers sont chargés de favoriser la répartition du produit phytosanitaire sur les feuilles du végétal traité, et dans certains cas, sa pénétration dans la plante. **(De Wever, 2003)**

Les pesticides sont classés en familles, selon leur cible, ou leur structure chimique. Trois grandes familles (classement par cibles) sont couramment utilisées :

- **Les insecticides** : destinés à la lutte contre les insectes. Ils interviennent en les tuant ou en empêchant leur reproduction. Ce sont souvent les pesticides les plus toxiques et c'est dans cette famille que l'on trouve la plupart des polluants organiques persistants, dont le DDT et le lindane.
- **Les fongicides** : destinés à éliminer les moisissures et parasites fongiques des plantes.
- **Les herbicides** : destinés à lutter contre certains végétaux (mauvaises herbes) entrant en concurrence avec les plantes cultivées. Leur mode d'épandage est différent puis qu'ils sont déposés directement sur le sol, tandis que les autres produits sont plutôt pulvérisés sur la plante en croissance. Les herbicides constituent aujourd'hui la famille la plus importante en nombre de molécules et la plus utilisée.

Le classement par structure chimique (pesticides organiques) comprend :

- Les **organochlorés** : parmi les plus anciens et les plus persistants, surtout utilisés comme insecticides en agriculture et dans les métiers du bois.
- Les **organoazotés** : herbicides principalement, repérables par le suffixe « zine ».
- Les **urées substituées** : herbicides et fongicides, repérables par le suffixe « uron ».
- Les **carbamates** : fongicides et insecticides.
- Les **sulfonylurées** : herbicides utilisés à des doses de quelques grammes par hectare seulement, contre quelques kilos pour les organoazotés.

La classification de ces produits repose aussi sur la base des résultats d'études toxicologiques et leurs effets sur la santé (**SDQPV, 2002**). Avant, les produits étaient répartis en trois classes :

- Classe A : très toxiques
- Classe B : toxiques ou corrosifs
- Classe C : nocif, irritants ou sensibilisants, accessibles à tout utilisateur.

Actuellement une autre classification est en usage. Il s'agit selon l'Anti-Counterfeiting Trade Agreement, "**ACTA**" (**2004**):

- **T+** : Substance et préparations très toxiques qui par inhalation, ingestion ou pénétration cutanée, peuvent entraîner des risques extrêmement graves, aigus ou chroniques et même la mort.
- **T** : Substance et préparations toxiques qui dans les mêmes conditions que ci-dessus, peuvent entraîner des risques graves aigus ou chroniques et même la mort.
-
- **Xn** : Substances et préparations nocives qui par inhalation, ingestion ou pénétration cutanée, peuvent entraîner des risques de gravité limitée.
- **C** : Substances et préparations corrosives qui en contact avec des tissus vivants peuvent exercer une action destructive sur ces derniers.
- **Xi** : Substances et préparations irritantes, elles ne sont pas classées comme corrosives, mais par contact immédiat, prolongé ou répété avec la peau ou les muqueuses, peuvent provoquer une réaction inflammatoire.
- **N** : Substances et préparations dangereuses pour l'environnement.

La figure 2, représente l'évolution de l'utilisation des substances pesticides depuis le début du XXe siècle. Suite à la prise de conscience des problèmes posés par les pesticides sur l'environnement et la santé humaine dans les années 1960, et dans un but de diminution des risques, chaque nouvelle génération de molécules mise sur le marché est d'une part moins persistante (plus biodégradable) que la précédente, et d'autre part, plus efficace et nécessite des doses plus faibles pour agir (selon l'Union des Industries de la Protection des Plantes « UIPP », il fallait 1 kg de matières actives par hectare en 1950, contre 100 g aujourd'hui et 10 g dans dix ans).

Cela fait de la présence des pesticides dans les eaux de surface et l'environnement en général, un problème particulier : des molécules interdites depuis plus de 30 ans (par exemple le dichloro-diphényl-dichloro-éthylène « DDE », métabolite du dichloro-diphényl-trichloroéthane « DDT ») sont toujours retrouvées dans les écosystèmes aquatiques et portées sur les listes de substances prioritaires.

Par ailleurs, des molécules récentes et actives à de très faibles doses (sulfonilurées par exemple) ne sont pas décelées du fait de limites de détection plus élevées que les concentrations du milieu (**Seine-Aval, 2007**).

	HERBICIDES	FONGICIDES	INSECTICIDES
Avant 1900	Sulfate de cuivre Sulfate de fer	Soufre Sels de cuivre	Nicotine
1900 - 1920	Acide sulfurique		Sels d'arsenic
1920 - 1940	Colorants nitrés		
1940 - 1950	Phytohormones...		Organo-chlorés Organo-phosphorés
1950 - 1960	Triazines, Urées substituées Carbamates	Dithiocarbamates Phtalimides	Carbamates
1960 - 1970	Bipyridyles, Toluidines...	Benzimidazoles	
1970 - 1980	Amino-phosphonates Propionates...	Triazoles Dicarboximides Amides, Phosphites Morpholines	Pyréthrinoides Benzoylurées (régulateurs de croissance)
1980 - 1990	Sulfonylurées...		
1990 - 2000		Phénylpyrroles Strobilurines	Néonicotinoides

Figure 2. Évolution des familles de substances utilisées comme pesticides depuis le début du XXe siècle [UIPP, 2003].

- La systémie des pesticides

La systémie est l'aptitude d'une molécule à se déplacer dans la plante pour atteindre sa cible. Autrement dit, un composé est dit systémique lorsqu'il est retrouvé dans la plante, en dehors de la zone ou du point d'application. Pour ce faire, le produit emprunte les voies de transport à longue distance de la plante : ce sont les vaisseaux du xylème et les tubes criblés du phloème qui véhiculent respectivement la sève vasculaire (ou sève brute) et la sève phloémienne (ou sève élaborée) (Rocher, 2004).

Le premier courant de sève, ascendant, permet à la plante de diriger l'eau, les ions issus du sol et diverses molécules organiques jusqu'aux sites où siège la photosynthèse. Les produits de ce métabolisme et les molécules recyclées issues des racines sont ensuite distribués aux divers organes en croissance ou de stockage par la sève phloémienne. Celle-ci circule donc dans les deux sens pour alimenter, d'une part, les racines et éventuellement les tubercules et, d'autre part, les jeunes organes aériens apicaux (Rocher, 2004).

En ce qui concerne les produits phytosanitaires, la systémie est généralement une propriété avantageuse, en premier lieu parce que cela implique que les produits soient pénétrants, ce qui les met à l'abri des lessivages et de l'action de la lumière, en second lieu (et surtout) parce que les produits sont aptes à se déplacer vers une cible normalement peu ou non accessible (**Rocher, 2004**).

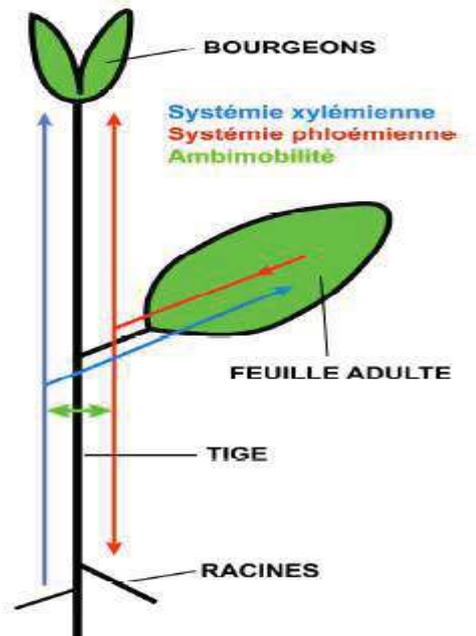


Figure 3. Les différents types de systémie (**Rocher, 2004**).

Dans le cas d'une systémie xylémienne ou apoplastique (Figure 3), la molécule doit être appliquée sur le sol ou enrober la graine. Lors de la croissance de la plante, la matière active (insecticide, fongicide, herbicide) est véhiculée des racines vers les parties aériennes de la plante où elle peut exercer son effet biologique.

S'il s'agit de produits apoplastiques, ceux-ci pénètrent peu dans les organes (fruits, graines) récoltés pour l'alimentation animale ou humaine. Ceci limite les risques dans la chaîne alimentaire. Le principal inconvénient est lié au mode d'application puisque l'absorption du produit par le végétal n'est que partielle. Le reste est exposé au lessivage d'où un risque de pollution du sol et des eaux.

Dans le cas de la systémie phloémienne (symplastique) (Figure 3), les xénobiontes sont entraînés vers les parties de la plante en voie de croissance (notamment les apex caulinaire et racinaire) et vers les organes de stockage (tubercules, rhizomes). Cette propriété est évidemment très favorable aux herbicides (2,4-D, glyphosate, sulfonilurées etc.) qui leur permet d'atteindre des sites stratégiques contrôlant la pérennité et le développement de la plante (**Rocher, 2004**).

Du fait des échanges entre phloème et xylème habituellement constatés le long des voies de transport, les produits phloème-mobiles peuvent être repris en partie par le courant de sève

vasculaire, ce qui leur assure une large distribution dans la plante. La plupart des produits à systémie libérienne sont de ce fait ambimobiles, c'est-à-dire mobiles dans les deux voies de transport à longue distance.

La systémie phloémienne et l'ambimobilité sont des propriétés a priori avantageuses pour les insecticides, nématicides et les fongicides pour lutter respectivement contre les pucerons et autres insectes piqueurs, contre les nématodes et contre les champignons pathogènes du système racinaire et des tissus conducteurs. Il n'y a pas d'inconvénient particulier lorsqu'il s'agit de cultures non collectées pour l'alimentation animale ou humaine (cotonnier par exemple).

En revanche, l'utilisation de tels produits systémiques doit nécessiter une vigilance particulière dans le cas contraire (spécificité de la cible, période d'utilisation, turn-over et compartimentation dans la plante...) (**Rocher, 2004**).

- Mélanges de pesticides et effets sur la santé

A l'heure actuelle, l'évidence de l'exposition de la population générale à des mélanges de résidus de pesticides dans l'alimentation ou l'environnement suscite l'intérêt des experts en matière de santé publique. Une même culture peut recevoir, ensemble ou séparément, différents pesticides ayant des mécanismes d'action similaires ou différents. Les agriculteurs et la population habitant dans une zone agricole sont exposés à des formulations et des mélanges de pesticides (**Yanez et al., 2002**).

Le dernier rapport de la commission des communautés européennes concernant le suivi des résidus des pesticides dans les produits végétaux montre que 26,7% des échantillons analysés présentent des résidus de deux ou plusieurs pesticides. Les données montrent une présence de résidus de deux à plus que huit pesticides dans 11,1% à 1,34% des échantillons respectivement **CEC (Commission of the European Communities, 2007)**.

Par ailleurs, les opinions concernant l'existence ou non d'une menace pour la santé humaine, suite à l'exposition à des faibles doses de pesticides, sont divisées. Dans une communication publiée en 2003, le parlement de la Commission Européenne déclare que «Même à faible niveau, l'exposition au cours des dernières décennies à un mélange complexe de polluants dans l'air, l'eau, la nourriture, les produits de consommation et les bâtiments, peuvent avoir un effet significatif sur l'état de santé des citoyens européens» (**CEC, 2003**).

Claudio (2002) a également souligné le risque d'une exposition à des faibles doses de contaminants environnementaux.

Cependant, l'hypothèse largement adoptée par plusieurs auteurs considère qu'une exposition à des mélanges des produits chimiques à des doses bien au-dessous de la Dose Sans Effet Nocif Observé « DSENO » (ou NOAEL) de chaque constituant est sans problème pour la santé. Dans une revue récente, **Kortenkamp et al., (2007)**, ont montré que des effets significatifs peuvent être observés en présence de combinaisons de pesticides même à des doses bien inférieures à

leurs DSENO et quel que soit le mode d'action de ces produits. Plusieurs équipes de recherche ont tenté d'examiner la toxicité de mélanges de pesticides.

Certains auteurs ont testé les familles chimiques (**Payne et al., 2001**), d'autres ont testé l'additivité potentielle de l'effet de certains pesticides en mélange en se basant sur des données statistiques (**Stork et al., 2006 ; Crepet et al., 2009**). D'autres auteurs ont testé les pesticides les plus récents ou ceux dont les résidus ont été retrouvés dans le sang circulant de certaines populations (**Padhi et al., 2008**) ou dans l'alimentation (**Ludovico et al., 1994**). Dans d'autres études, les pesticides étaient associés à leurs composants de formulation (adjuvant ou « formulant ») ou à leurs propres métabolites (**Zeljezic et al., 2006; Enoch et al., 2007**).

De plus, des pesticides ont été testés en combinaison car ils avaient les mêmes cibles au niveau du fonctionnement ou de la physiologie cellulaires (**Canistro et al., 2008**) ou ils étaient connus pour entraîner le même effet biologique chez l'animal (**Zeljezic et al., 2006**).

En conclusion, les éventuels effets néfastes d'un mélange de contaminants peuvent résulter d'interactions complexes impliquant leur métabolisme, leurs différents modes d'action ou leurs différentes cibles par exemple au niveau des voies de signalisation cellulaire. Ainsi, les démarches conceptuelles conduisant au choix des mélanges de pesticides à tester peuvent être variées (**Chnirheb, 2012**).

- **Utilisation des pesticides sur l'échelle mondiale et nationale**

La diversité climatique et écologique dont jouit l'Algérie n'est pas seulement favorable au développement de diverses productions agricoles mais est également propice à la prolifération des bio-agresseurs qui peuvent nuire aux cultures. Ainsi, les problèmes phytosanitaires se posent avec acuité à l'agriculture.

L'usage de ces produits est en constante augmentation à travers tous les pays du monde. Selon les constatations des experts mondiaux, la demande en pesticides est telle que les quantités produites doublent pratiquement tous les dix ans depuis 1945. Ce sont les pays en voie de développement qui les utilisent de plus en plus. Au niveau mondial, la valeur marchande des pesticides est de l'ordre de 32 milliards de dollars, dont 3 pour les pays en voie de développement (**Bouziani, 2007**).

L'usage des pesticides est fortement corrélé aux types de cultures et aux pratiques culturelles locales. Ainsi, aux États-Unis, où les grandes cultures (maïs, blé, soja) prédominent largement, les herbicides constituent la principale catégorie des pesticides utilisés. En France, les fongicides représentent environ la moitié des tonnages vendus (**Aubertot et al., 2005**).

Blanc-Lapierre, (2012) signale environ un millier de matières actives de pesticides, appartenant à une centaine de familles chimiques différentes, qui sont homologuées à travers le monde, et commercialisées dans près de 10 000 spécialités commerciales. Dans les Niayes, au

Sénégal, les producteurs horticoles utilisent 56 spécialités qui renferment 26 matières actives distinctes et la famille chimique des organophosphorés est la plus dominante avec 39% (**Cissé et al., 2006**).

L'agriculture algérienne, considérée dans son ensemble, n'est pas une grande utilisatrice de pesticides, comparativement, à celles d'autres pays (États-Unis, France et Japon, entre autres). En effet, selon les données de l'Union des Industries de la Protection des Plantes (**UIPP, 2009**) et de la **FOASTAT, (2014)**, le marché algérien des pesticides représente 6,09 % du marché africain, qui, à son tour, représente 4,14% du marché mondial. Cependant, certains secteurs, à l'exemple des cultures maraîchères sous serres, sont fortement utilisateurs de pesticides.

L'Algérie importe en moyenne 8827 tonnes de pesticides pour un coût estimé à près de 4 milliards et demi de dinars par an. Cependant, depuis quelques années, on observe dans notre pays, que l'usage des pesticides, des fertilisants, des engrais et autres se répand de plus en plus avec le développement de l'agriculture, mais aussi dans le cadre des actions de lutte contre les vecteurs nuisibles. La pullulation des moustiques urbains dans toutes les agglomérations du pays pousse aussi les ménages à utiliser en abondance divers types d'insecticides. Cette utilisation intense de produits chimiques toxiques, à l'échelle nationale, risque de polluer gravement les sols, les nappes d'eau et menace la santé de la population (**Bouziyani, 2007**).

Une enquête sur la gestion des pesticides en Algérie a été menée, sachant que les données dans ce domaine, ne sont pas disponibles. L'enquête a été basée sur des prospections et par le biais d'un questionnaire, ce qui a permis de noter l'utilisation abusive et anarchique des différents types de pesticides, notamment les insecticides, les fongicides, les herbicides et les nématocides avec des taux d'utilisation variant d'une campagne agricole à une autre, regroupant 34, 81 et 109 spécialités commerciales. Les insecticides et les fongicides ont été les plus utilisés durant les trois campagnes 2008-2009, 2009-2010 et 2010-2011. Les nématocides et les herbicides le sont faiblement en raison probablement de la méconnaissance des dégâts causés par les nématodes et les adventices (**Kheddam-Benadjal, 2012**).

- **Législations régissant les pesticides**

- **L'union Européenne**

Dans le cadre d'un programme de travail ambitieux démarré en 1992, la Commission Européenne a lancé au niveau communautaire une vaste opération de révision de toutes les substances actives entrant dans la composition des produits phytopharmaceutiques.

Depuis fin 2003, les questions d'évaluation des risques sont traitées par la nouvelle Autorité Européenne de Sécurité des Aliments (EFSA), qui émet des avis et des conseils scientifiques afin de fournir des bases solides aux politiques et à la législation Européennes et aider la commission Européenne, le parlement Européen et les états membres de l'union Européenne (UE) à arrêter des décisions efficaces et opportunes en matière de gestion des risques.

La législation Européenne sur les pesticides a été réformée en profondeur à travers le « paquet pesticides » adopté le 21 octobre 2009, ce règlement est entré en vigueur le 14 juin 2011. Ce paquet législatif contient *le règlement(CE) n°1107/2009*, relatif à la mise sur le marché et l'évaluation des produits phytopharmaceutiques; *la directive 2009/128/CE* instaurant un cadre communautaire d'action pour parvenir à une utilisation des pesticides compatible avec le développement durable ; *la directive 2009/127/CE* concernant les machines destinées à l'application des pesticides; et *le règlement (CE) n°1185/2009* relatif aux statistiques.

D'autres lois ont été mises en place, elles concernent l'emballage et l'étiquetage des préparations dangereuses, y compris les pesticides (*EC, N° 1272/2008*). L'usage de pesticides dans l'agriculture biologique (*EC/889/2008*) et les pesticides dans les aliments végétaux, animaux et l'eau (*EC.2000/60, EC.2008/105 et EC.98/83, respectivement*). L'UE exige que les aliments vendus sur le marché, ne doivent pas contenir des doses de résidus de pesticides qui dépassent les LMR (limites maximales de résidus), listées dans la réglementation (*EC) 396/2005* et déterminées par l'EFSA. Toutes les LMR Européennes peuvent facilement être recherchées dans la base de données des LMR (**Arbach, 2012**).

- **L'Algérie**

L'Algérie, partie prenante, dès le début du processus de négociation des Conférences Internationales des Nations Unies sur l'Environnement et le Développement Durable, contribue à la promotion d'un développement durable respectueux de l'environnement mondial.

Le contrôle des produits phytosanitaires, n'était pas encore réglementé de 1962 à 1967, par conséquent, aucune autorisation n'était exigée, quant à la commercialisation et l'utilisation des pesticides à usage agricole.

Depuis la création de l'INPV en 1975, la mission de contrôle des produits phytosanitaires était exercée par une structure centrale et des stations d'expérimentation et de recherche décentralisées. Ce n'est qu'en 1987 que la *loi phytosanitaire n°87-17 du 1er Août 1987* a

conféré la mission de contrôle des produits phytosanitaires à l'ensemble des aspects liés à la commercialisation et au stockage, élargissant la prise en charge aux inspecteurs phytosanitaires des postes frontaliers. L'homologation étant sous l'égide de la commission nationale des produits phytosanitaires à usage agricole.

L'engagement du gouvernement Algérien pour une gestion rationnelle des ressources naturelles est évident, via le renforcement du cadre législatif et institutionnel et aux nombreux programmes lancés en matière d'éducation environnementale.

L'encadrement des risques liés à l'exposition et à l'utilisation des substances chimiques en agriculture, repose sur l'enregistrement et le contrôle par les services du gouvernement, conformément aux dispositifs législatifs et réglementaires en place, notamment: la loi n°85-05 du 16/02/85, modifiée et complétée, relative à la protection et à la promotion de la santé; la loi n° 87-17 du 1er/08/87 relative à la protection phytosanitaire; la loi n°08-16 du 3 août 2008 portant orientation agricole; la loi n°09-03 du 25/02/09 relative à la protection du consommateur et à la répression des fraudes; et le décret exécutif n° 95-405 du 02 décembre 1995, relatif au contrôle des produits phytosanitaires à usage agricole, modifié et complété par le décret exécutif n°99-156 du 20 juillet 1999.

Dans ce système, l'INPV a joué jusqu'à la fin de l'année 1999 un rôle prépondérant en assurant le secrétariat technique permanent qui est chargé de la gestion, depuis la réception des dossiers jusqu' à l'élaboration des certificats d'homologation et de l'édition de l'Index phytosanitaire.

En 2000, avec la création au sein du Ministère de l'Agriculture d'une direction centrale de la protection des végétaux et des contrôles techniques, le décret exécutif n°2000-234 du 14 Août 2000, a déchargé l'INPV de cette prérogative de puissance publique, confiée à la Direction de la Protection des Végétaux et des Contrôles Techniques « DPVCT ». Les produits soumis à l'homologation sont depuis, suivis par un comité d'évaluation biologique, composé par des expérimentateurs issus des instituts techniques relevant du Ministère de l'agriculture et du développement rural (MADR), dont la principale tâche est de tester ces molécules dans les conditions réelles de terrain.

Les analyses réglementaires des pesticides n'ont démarré qu'en 2004 au niveau du laboratoire central de l'INPV, conformément à l'article 23 du décret exécutif n°95-405 du 2 décembre 1995, relatif au contrôle des produits phytosanitaires à usage agricole. Les analyses envisagées étaient limitées uniquement au contrôle de la matière active (nature et teneur) des produits déclarés pour le contrôle règlementaire et ceux issus des stocks de wilayas (**Info phyto, 2012**).

- Les herbicides

Les herbicides sont des substances ayant la capacité d'éliminer les adventices (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...etc.). Ce large spectre d'usage donne à ces molécules un caractère ubiquitaire (**Calvet et al., 2005**).

Comme tous les pesticides, les herbicides ont connu un très grand développement depuis le XIXe siècle (Figure 2). À partir des années 1950, le marché des herbicides a reçu un grand nombre de nouvelles molécules (toluidines, amino-sulphonates, triazines...). Les molécules synthétiques ont remplacé les substances naturelles telles que le soufre depuis les années 1990.

La composition chimique des herbicides de synthèse est souvent très complexe ce qui rend difficile la compréhension de leur danger sur l'environnement et la prévision de leur devenir. Actuellement, les herbicides occupent la deuxième position après les fongicides, en matière de consommation dans le monde (Données de l'Union des Industries de la Protection des Plantes UIPP, 2012) bien que les statistiques indiquent que les taux de consommation soient en baisse de 1,7% par rapport aux années précédentes (**Arabet, 2014**)

. Un produit herbicide, correspond d'abord au nom commercial du produit commercialisé par un distributeur ou un fabricant. Ce produit commercial ou spécialité commerciale se compose de deux types de constituants : les matières actives qui lui confèrent son activité herbicide et les formulants qui complètent la formulation. Les formulants sont soit des charges ou des solvants, qui n'ont qu'un rôle de dilution des matières actives, soit des produits qui améliorent la préparation ;

- pour sa qualité :
 - la stabilité (émulsifiant, dispersif, etc...)
 - la présentation (colorant, parfum, répulsif, etc...)
 - la facilité d'emploi (vomitif, etc...)
- pour son comportement physique lors de la pulvérisation : mouillant, adhésif, etc...
- pour son activité biochimique : surfactant, phytoprotecteur (safeneur).

La formulation correspond à la forme physique sous laquelle le produit phytopharmaceutique est mis sur le marché, obtenue par le mélange des matières actives et des formulants, elle se présente sous une multitude de formes, solides ou liquides. Les plus couramment répandues sont les suivantes :

- pour les formulations solides : les granulés solubles (abréviations : SG), les poudres mouillables (WG) ;
- pour les formulations liquides : les concentrés solubles (SL), composés de produits solubles dans l'eau, les concentrés émulsionnables (EC), composés de produits liquides en émulsion dans le produit, les suspensions concentrées (SC), appelées parfois flow de

l'anglais flowable, composées de particules solides, dispersées dans le produit et huileuse miscible à l'eau (OD).

Le type de formulation a une grande importance dans la manipulation des produits : fabrication, transport, stockage, préparation des bouillies, par exemple, les suspensions concentrées auront tendance à sédimenter au cours du temps et il sera indispensable de les agiter avant l'emploi (Anonyme, 2000).

- Classification des herbicides

Il existe plusieurs classifications des herbicides et toutes sont valables. Elles se basent sur leur structure, leur cible, leur formulation....Le but du travail effectué détermine le type de classification choisi. Dans le contexte de notre recherche, nous avons choisi la classification selon le mode d'action comme résumé dans le tableau 2 (Calvet *et al.*, 2005)

Tableau 2. Classification des herbicides selon leur mode d'action (Calvet *et al.* 2005).

Herbicides		
Mode d'action		Familles
Herbicides affectant la photosynthèse proprement dite	Herbicides agissant par blocage de la protéine D1 du photosystème II	amides benzothiadiazones carbammates pyridazinones hydroxybenzonnitriles 1,3, 5-triazines urées substituée
	Inhibiteurs de photosynthèse par détournement d'électrons à la sortie du photosystème I	bipyridiniums (ammonium quaternaires)
Herbicides inhibiteurs de la synthèse des lipides	Inhibition de l'enzyme ACCase	Acides arylphénoxy-propioniques cyclohexanediones oximes
	Inhibition des élongases (enzymes conduisant aux acides gras de plus de 18C, précurseurs des cires et de la subérine)	acides organiques halogénés benzofuranes

	Inhibition des élongases et des enzymes conduisant aux gibbérellines	Acétamides chloroacétanilides oxyacétamides thiocarbamates
Herbicides inhibiteurs de la synthèse des acides aminés	Inhibition de l'enzyme conduisant à la synthèse de la glutamine	aminophosphonates acides phosphiniques
Herbicides inhibiteurs de la synthèse des acides aminés	Inhibition de l'enzyme conduisant à la synthèse des acides aminés aromatiques	organophosphorés glycines
	Inhibition de l'enzyme conduisant à la synthèse des acides aminés ramifiés	imidazolines <i>sulfonylurées</i> triazolopyrimidines
Herbicides perturbant la régulation de l'auxine AIA+	Herbicides auxiniques	acides phénoxyalcanoïques acides benzoïques acides pyrimidiques acides quinoléine-carboxyliques
Herbicides inhibiteurs de la division cellulaire à la métaphase	Herbicides bloquant les MTOC et désorganisant les fuseaux achromatiques	carbamates
Herbicides perturbant la croissance	Inhibiteurs de transport auxinique et inversion du géotropisme	acides phtaliques
	Inhibiteurs de la synthèse de la cellulose de la paroi pectocellulosique	acides quinoléines carboxyliques benzamides benzonitriles

- **Les herbicides inhibant la photosynthèse :**

Ils agissent par le blocage de la protéine D1 du photosystème II ou par le détournement des électrons à la sortie du photosystème I (**Barbosa et al., 2012**). C'est le mode par lequel les carbamates, les ammoniums quaternaires et les urées substituées agissent.

- **Les herbicides inhibant la synthèse des lipides :**

Les plus connus sont les inhibiteurs de l'Acetyl CoA Carboxylase (ACCase). Ces herbicides agissent uniquement contre les graminées. Les plantes cibles ont tendance à devenir résistantes à ce groupe. D'autres inhibiteurs de synthèse des lipides existent, leur action cible les enzymes impliquées dans l'élongation des chaînes des acides gras (**Yang et al., 2010**).

Parmi ce type d'herbicides, on peut citer : les Thiocarbamates, les acétamides et les benzofuranes.

- **Les herbicides perturbant la régulation de l'auxine :**

Le site d'action de ce type d'herbicides n'est pas précisément élucidé. Ils agissent sur les dicotylédones. La résistance à ces herbicides ne pose pas de problème à l'heure actuelle. Nous pouvons citer à titre d'exemple les acides phenoxy-alcanoïques et les acides pyrimidiques.

- **Les herbicides inhibant la division cellulaire à la métaphase :**

Ces herbicides agissent en bloquant la synthèse de la tubuline ou de l'acide folique ce qui arrête la formation des fuseaux achromatiques. Ceci est le mode d'action des carbamates.

- **Les herbicides perturbant la croissance :**

Ils inhibent la synthèse de la cellulose, des pigments, ou des microtubules pendant la mitose et bloquent ainsi la division cellulaire. C'est le cas des dinitro-analines et des pyridines (**Arabet, 2014**).

- **Les herbicides inhibant la synthèse des acides aminés :**

• **Inhibiteurs des acides aminés aromatiques :** Ils bloquent la 5-enolpyruvylshikimate-3-phosphate synthase (EPSPS), enzyme qui participe à la biosynthèse des acides aminés aromatiques (phénylalanine, tryptophane et tyrosine) (**Wakabayashi and Böger, 2002**). Elle existe uniquement chez les plantes et les microorganismes. Les organophosphorés en font partie et le glyphosate est l'herbicide le mieux connu dans ce groupe.

• **Inhibiteurs des acides aminés à chaînes ramifiées :** Ce sont les inhibiteurs de l'Acétolactate Synthase (ALS) aussi connue sous le nom d'Acétohydroxyacide Synthase (AHAS). Les sulfonylurées appartiennent à cette famille d'herbicides.

- **Les herbicides safeneurs**

Le phénomène des herbicides safeneurs a été découvert par Otto Hoffman en 1947, suite à l'exposition accidentelle des plants de tomates à la vapeur d'herbicide 2,4-D. Ces plantes, qui sont déjà traitées avec un autre herbicide 2, 4,6-T, ne développent pas des symptômes herbicide.

L'observation d'une interaction antagoniste entre l'herbicide 2,4-D et l'herbicide 2, 4,5-T a conduit à l'élaboration des produits chimiques, qui peuvent être appliqués avec l'herbicide pour protéger les plantes contre les effets toxiques des herbicides (**Hoffman, 1953**).

Les recherches de Hoffman ont conduit à la commercialisation du premier safneur, anhydride naphthalique (NA), qui a été breveté par la société Gulf Oil en 1971, pour la protection de maïs contre les effets toxiques des herbicides thiocarbamate (**Hoffman, 1978**).

Un safneur peut prendre le nom d'antidotes, antagonistes ou de protecteurs (**Hatzios, 1983**), comme il peut prendre le nom de phytoprotecteur ou de phyto-écran selon les sociétés qui en font la promotion, mais il s'agit bien du même type de molécule dont le rôle est de rendre la

culture traitée insensible à la molécule herbicide. Sur maïs et céréales, quelques herbicides, présentent la particularité de contenir un safeneur dans leur « moteur ».

L'ancienne société suisse, Ciba-Geigy, est à l'origine de la découverte des herbicides safeneur, qui sont développés, au premier temps sur les herbicides des maïs à base de métolachlor, par l'utilisation de benoxacor comme un safeneur. Le benoxacor ne montre cette action que sur le maïs et en aucun cas sur les adventices. Le safeneur n'empêche donc pas la destruction des mauvaises herbes.

- **Activité et mode d'action des herbicides safneurs**

La capacité des phytoprotecteurs de prévenir les effets délétères des herbicides a amené l'idée que ceux-ci pourraient interagir avec les procédés biochimiques ou les protéines cibles qui seraient normalement affectés et inhibés par l'herbicide. L'action de ces substances serait de réduire l'accessibilité des herbicides aux sites de liaisons et ainsi empêcher l'inhibition des sites cibles (**Tomlin, 1995**).

Plusieurs théories quant à leur action ont été mises de l'avant. Une de celle-ci serait que cet effet protecteur pourrait provenir d'une compétition pour le site de liaison entre le phytoprotecteur et l'herbicide. Ceci pourrait être le cas lorsque les conformations des molécules constituant l'herbicide et le phytoprotecteur sont très proches (**Yenne et Hatzios, 1991**).

Une étude portant sur les similarités structurales de plusieurs combinaisons herbicides/phytoprotecteurs conclut que les phytoprotecteurs pourraient entrer en compétition avec les molécules d'herbicides, pour la liaison au site protéique cible. Cette hypothèse pourrait fournir un guide utile dans la conception de nouveaux phytoprotecteurs (**Bordas et al., 2000**). Ils pourraient, de plus, réduire la quantité d'herbicide, pouvant atteindre le site de liaison de l'herbicide, dans sa forme active, en réduisant la captation ou la translocation de l'herbicide (**Fuerst et al., 1991**).

Par contre, certaines investigations, sur les effets de ces substances présentent des résultats contradictoires. Plusieurs chercheurs, ont trouvé que la captation de l'herbicide, n'était pas affectée (**Lamoureux et Rusness, 1992**) ou était même augmentée (**Milhome et Batside, 1990**).

Une autre hypothèse relative à la protection induite par la présence des phytoprotecteurs est que celle-ci proviendrait d'une hausse du contenu cellulaire en glutathion (**Rubin et al., 1985**). Le glutathion réduit (GSH) est largement distribué chez les plantes (ainsi que chez les cyanobactéries) où il a la fonction de détoxiquer les xénobiotiques et est un éboueur de radicaux libres, protégeant ainsi les cellules des dommages oxydants (**Davies et Caseley, 1999**).

Un des phytoprotecteurs connus, pour promouvoir l'augmentation du contenu en GSH est le dichlormid qui ferait augmenter le niveau de GSH chez le maïs (**Ekler *et al.*, 1993**), le sorgho et le tabac (**Rennenberg *et al.*, 1982**).

En effet, une autre théorie, de plus en plus acceptée, est celle qui avance que le phytoprotecteur augmenterait la détoxification de l'herbicide dans une forme moins active ou en métabolites inactifs et l'efficacité de la protection, serait corrélée avec l'activité des enzymes glutathion-S-transférases (GST; EC2.5 .1. 18). Au moins 12 phytoprotecteurs ont été reconnus pour permettre l'augmentation de l'activité de la GST chez le maïs, le riz, le sorgho ou le blé (**Davies et Caseley, 1999 ; Farago *et al.*, 1994**).

Les phytoprotecteurs ont aussi été reconnus pour augmenter la conjugaison de métabolites oxydants avec les glucosides et de promouvoir l'activité de pompes membranaires des vacuoles qui sont responsables de la séquestration de conjugués-métabolites dans celles-ci (**Gaflard *et al.*, 1994**). Il serait fort possible, que plusieurs des phénomènes précités se produisent conjointement (**Davies, 2001**).

- Les Sulfonylurées

Au milieu de tous les problèmes environnementaux causés par les pesticides, et les herbicides en particulier, sont apparus les Sulfonylurées. Des molécules à très faible dose d'utilisation et très peu toxiques pour l'homme et les mammifères. Avec eux, une nouvelle ère dans l'histoire des produits phytosanitaires a commencé.

Les propriétés herbicides des sulfonylurées ont été développées à la fin des années 1970 (**Lee *et al.*, 2013**). Le premier herbicide sulfonylurée commercialisé était le chlorsulfuron en 1981. Depuis, les sulfonylurées sont quasiment dans tous les programmes de désherbage des cultures sur toute la planète (blé, colza, maïs, riz, pomme de terre....).

Aujourd'hui, plus de 50 produits différents sont disponibles sur le marché (**Lee *et al.*, 2013b**). Les sulfonylurées ont connu un très grand succès, non seulement grâce à leur efficacité sur un très large spectre de mauvaises herbes (des dicotylédones aux vivaces sans oublier les graminées) mais surtout à leur dose d'utilisation qui ne dépasse pas 10 à 40g/ha (contrairement à ce qui était connu avant : 500 à 2000g/ha) et leur faible toxicité sur l'homme et les mammifères (**Hang *et al.*, 2012**).

- Structure chimique et activité herbicide des sulfonylurées

La structure chimique générale des sulfonylurées est représentée dans la Figure 4. Ils sont constitués de trois parties distinctes : le groupement Aryle, le Pont et l'Hétérocycle. Chacune de ces trois parties, joue un rôle indispensable quant à l'activité herbicide de la molécule.

Ainsi, le niveau de l'activité herbicide de la molécule sulfonylurée varie selon sa composition. **Brown, (1990)** a rapporté que l'activité herbicide est de haut niveau lorsque le cycle aromatique est *ortho* substitué. Quant à l'hétérocycle, qui est un dérivé de la triazine le maximum d'activité herbicide est obtenu quand il est substitué par des groupements alkyl ou alkoxy (**Brown, 1990 ; Martins et Mermoud, 1999**). Par contre, les sulfonylurées à pont non substitué sont plus actifs.

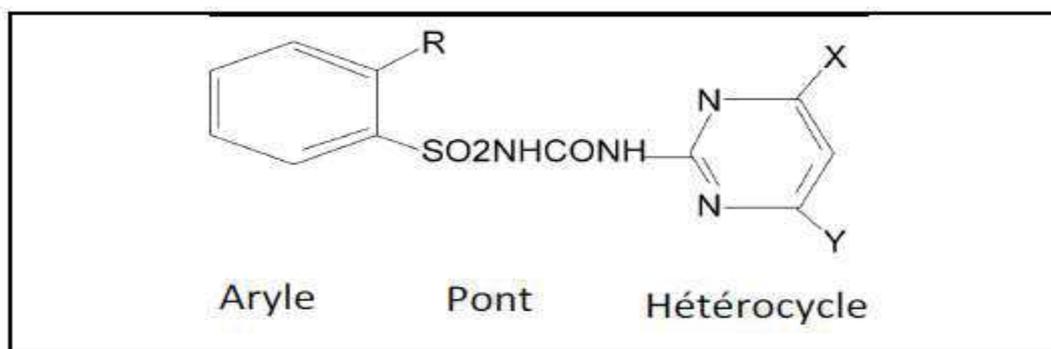
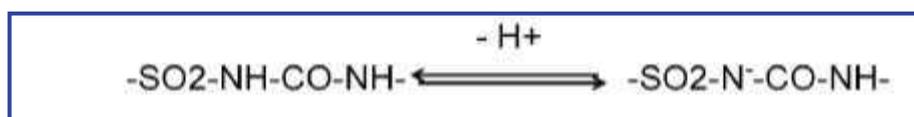


Figure 4. Structure générale des sulfonylurées.

(Groupements R activant la fonction herbicide: CO_2CH_3 ; NO_2 ; F; Cl; Br; SO_2CH_3 ; SCH_3 ; $\text{SO}_2\text{N}(\text{CH}_3)_2$; CF_3 ; CH_2OCH_3 ; OCF_3 . Groupements non activant: COOH ; OH ; $\text{X}=\text{CH}_3$; $\text{Y}=\text{OCH}_3$)

- Propriétés physicochimiques des sulfonylurées

Les sulfonylurées ont une très faible volatilité et ne sont pas photodégradables (**Sondhia et al., 2013**). Ils ont tous un proton acide, adjacent au groupement sulfonyle et se comportent ainsi comme des acides faibles, avec des valeurs de pKa allant de 3 à 5, ce qui rend leur solubilité dans l'eau (pH 7) dix fois plus importante que dans les solvants acides (pH 5) (**Beyer et al., 1988**).



- Modes d'action des sulfonylurées

L'activité herbicide des sulfonylurées est basée sur l'inhibition de l'Acétolactate Synthase (ALS). C'est une enzyme FAD-dépendante de la famille des thiamine-diphosphates (ThDP). Elle catalyse les premières étapes de la synthèse des acides aminés à chaîne aliphatique (valine,

leucine et isoleucine) chez les plantes supérieures, les bactéries et les champignons (**Choi et al., 2005 ; McCourt and Duggleby, 2006 ; Lee et al., 2013**).

L'ALS est absente chez les mammifères y compris l'homme ce qui explique la faible toxicité des sulfonylurées sur ces organismes (**Umbarger and Brown, 1958 ; Hang et al., 2012**).

Après absorption, l'herbicide migre dans les plantes sensibles et bloque l'ALS et par conséquent la division cellulaire ce qui induit l'arrêt de la croissance de la plante (**Beyer et al., 1988**). Ceci se traduit par l'apparition de jaunissements (chlorose) ou de rougissements (anthocyanose) chez les plantes adventices quelques jours après le traitement, suivis par la disparition totale des mauvaises herbes. Les plantes résistantes, échappent à l'effet des sulfonylurées à travers un métabolisme différentiel qui entraîne une désactivation rapide de l'effet herbicide permettant la sélectivité des sulfonylurées. Les mécanismes moléculaires de désactivation de l'ALS par les sulfonylurées ne sont toujours pas bien élucidés (**McCourt and Duggleby, 2006**).

- Bioaccumulation, Résidus de pesticides et indices toxicologiques

Du fait du phénomène de bioaccumulation, les pesticides sont également retrouvés dans de très nombreux organismes, dont ceux qui sont consommés, comme les fruits, les légumes, les céréales et les produits d'origine animale, sous leur forme originale ou dégradée (**ORP, 2010**).

Les concentrations de pesticides retrouvés, sont variables, mais restent difficiles à apprécier. En effet, tous les milieux ne sont pas soumis à analyse et il n'est de plus pas toujours possible de détecter et quantifier toutes les molécules présentes dans les échantillons environnementaux du fait des concentrations parfois très faibles des composés.

La quantification des faibles doses, pouvant représenter un risque environnemental non négligeable, n'est pas toujours réalisable du fait des limites de détection des méthodes de chimie analytique.

De plus, la diversité des familles chimiques, auxquelles appartiennent les produits phytosanitaires, nécessite la mise en œuvre d'une batterie de méthodes d'analyse spécifiques. Il n'est donc pas envisageable de pouvoir identifier et quantifier l'ensemble des pesticides en une seule et même analyse, même en utilisant les méthodes dites « multi-résidus ».

Par ailleurs, la diversité des matrices environnementales potentiellement contaminées accroît la difficulté d'analyse qui nécessite d'optimiser les méthodes pour les différents couples molécule/matrice. Les toxicités liées à ces pollutions ont été évaluées sur une large gamme d'espèces non-cibles, de communautés et des écosystèmes (**Serra, 2015**).

Selon le Codex Alimentarius (FAO/OMS, 2004), un résidu de pesticide est toute substance (dérivé, métabolite, impureté...) présente dans les aliments, les produits agricoles ou les aliments pour animaux, par suite de l'utilisation d'un pesticide.

Les résidus de pesticides sont le souci permanent de la communauté scientifique et des organisations de la santé publique à travers le monde. La surveillance des résidus de pesticide est un outil clé, pour assurer la conformité, avec la réglementation et contrôler le respect des Bonnes Pratiques Agricoles (**Pico et al., 2004**).

Un Résidu toxique, signifie évidemment tout résidu pouvant avoir une importance sur le plan toxicologique, dans la marge des doses résiduelles ; il n'y a pas de composé toxique mais plutôt des doses toxiques (**Abhauer, 1990**). Pour cela, de nombreuses méthodes hautement sophistiquées ont été mises au point, pour détecter, identifier et mesurer les multi-résidus contaminant des matrices de différentes natures (**Baril et al., 2005**).

Le contrôle est une tâche assez complexe étant donné qu'il existe actuellement plus de 8500 formulations commerciales comprenant environ 1000 matières actives, qui constituent à leur tour une source de plusieurs centaines de produits de dégradation. Les procédures classiques habituellement appliquées, consistent essentiellement en un prétraitement tel que l'extraction, par un solvant organique, ensuite la purification, par les colonnes chromatographiques, suivies par une analyse par chromatographie en phase gazeuse (GC) ou liquide (LC) couplée à différents types de détecteurs spécifiques, pour les différentes propriétés physicochimiques des molécules : par capture d'électron (ECD), pour l'azote et le phosphore (NPD) et par spectrométrie de masse (MS) ou autres (**Trösken et al., 2005**).

Les différentes méthodes utilisées ont souvent reporté la présence de résidus, parfois à des niveaux alarmants mais le plus souvent inférieurs aux normes. Toutefois, l'étude des résidus constitue une partie intégrante du processus d'évaluation du risque, permettant d'explicitier la probabilité continue d'exposition et d'assurer que les doses journalières admises, ne soient pas dépassées (**Abhauer, 1990**).

La dose journalière ingérée d'un certain pesticide étant obtenue en multipliant le niveau de résidus de ce pesticide trouvé dans la denrée considérée, par la quantité journalière consommée de cette dernière et en l'additionnant avec toutes les valeurs ainsi obtenues pour ce pesticide dans les autres denrées (**FAO/OMS, 2004**).

En outre, l'information apportée par le dosage des résidus, à part l'évaluation directe de l'exposition humaine, fournit une estimation de l'ampleur du risque sanitaire en général (**Blasco et al., 2002**).

- **Limite maximale de résidus (LMR) :**

Les LMR de pesticides correspondent aux quantités maximales attendues, établies à partir des bonnes pratiques agricoles (BPA) fixées lors de l'autorisation de mise sur le marché du produit phytosanitaire. Elles reflètent l'utilisation des quantités minimales nécessaires pour protéger efficacement les cultures et qui aboutissent à des niveaux de résidus acceptables, c'est-à-dire sans effet sur la santé. Donc, c'est la concentration en résidus la plus élevée légalement acceptable pour que les denrées alimentaires restent commercialisables. les LMR s'expriment en milligramme de résidus par kilogramme de produit alimentaire (**Cluzeau *et al.*, 2000**).

Quand les pesticides sont appliqués suivant les BPA, les LMR ne sont en général pas dépassées. Au contraire, des écarts aux BPA peuvent entraîner la présence de résidus nocifs entraînant des risques sanitaires.

- **Dose journalière admise (DJA) :**

C'est la quantité d'une substance pouvant être quotidiennement consommée au cours d'une vie entière, sans présenter le moindre risque ou effet secondaire (**Cluzeau *et al.*, 2000**). Elle est déterminée en divisant la dose sans effet (DSE) de l'animal le plus sensible, par 100, la dose sans effet étant déduite, d'après des études toxicologiques menées, à long terme sur les animaux. Elle s'exprime en milligramme (ou microgramme) de résidus par kilogramme de poids corporel. Ce facteur de sécurité, est augmenté, si la substance a un effet toxique irréversible (500 pour des néphro-toxiques, 5000 pour des cancérogènes) (**Derache, 1986**).

- **Détermination de résidus de pesticides**

L'analyse des résidus de pesticides dans les différents milieux, susceptibles d'avoir été pollués, est difficile et nécessite l'utilisation de techniques variées, pour trois raisons essentielles :

- Les produits phytosanitaires appartiennent à des classes chimiques extrêmement diverses.
- La variété des matrices, (eaux, denrées alimentaires, sols, sédiments, plantes...) sur lesquels ils sont appliqués (ou sur lesquels ils sont susceptibles de se retrouver) est très grande, avec des possibilités d'interférences.
- Les limites de détection sont de plus en plus basses, à mesure que les niveaux de sécurité s'accroissent.

Les méthodes analytiques, visent à développer et à valider des outils permettant d'identifier et de quantifier les pesticides dans les différents compartiments de l'environnement pour lesquels les niveaux de concentrations peuvent être très différenciés. Il n'existe pas de système permettant d'analyser directement les pesticides, il est alors nécessaire, dans le cas des eaux, de

mettre en place une étape de piégeage où les composés sont retenus sur un support solide par adsorption. Les pesticides sont ensuite extraits du support solide, puis analysés. Si les pesticides sont présents dans une matrice solide, il est nécessaire de les extraire par solvant. Dans le cas des liquides, la quantité adsorbée sur support est directement proportionnelle à la concentration dans le milieu, elle doit être suffisante pour être détectée par les techniques de chromatographie.

Il existe une grande variété de molécules, susceptibles d'être retenues sur le support de prélèvement. Il sera alors nécessaire, après la mise en œuvre de la technique spécifique d'extraction des pesticides, de considérer des étapes de purification de l'extrait, afin d'éliminer les composés susceptibles d'interférer dans la phase d'analyse proprement dite. L'analyse doit permettre d'identifier avec le maximum de certitude les composés, on fait alors généralement appel à la chromatographie couplée à la spectrométrie de masse.

Les méthodes analytiques actuelles ne permettent pas encore l'identification et la quantification de l'ensemble des pesticides du marché en une seule et même procédure. Néanmoins, depuis une dizaine d'années, des méthodes (appelées "multi-résidus") ont été développées, qui permettent de doser près de 100 composés, presque en une seule injection chromatographique.

Les LMR, étant de plus en plus basses et compte-tenu du nombre élevé de matières actives, des techniques analytiques très sélectives, fiables et permettant la détection et quantification à des faibles teneurs, sont nécessaires pour l'analyse de ces composés (**LNE, 2008**).

Les techniques habituellement utilisées font le plus souvent appel à la GC ou la LC toutes deux couplées à la spectrométrie de masse seule (MS) ou en tandem (MS/MS). Les méthodes décrivent plutôt le dosage d'une famille de pesticides donnée et plus rarement d'un mélange de pesticides appartenant à des groupes distincts. Il faut bien reconnaître qu'une telle démarche représente un véritable challenge, car tous ces composés ont des polarités, des pKa ou encore des volatilités différentes, ce qui complique à la fois l'extraction et l'analyse. La MS reste la méthode de choix : elle est très sensible et très sélective. Le tandem MS/MS permet une analyse très spécifique et en même temps qu'elle augmente les limites de détection en évitant les interférences. Mais il existe encore de nombreux composés qui ne peuvent pas être analysés directement par GC du fait de leur faible volatilité, de leur forte polarité et/ou de leur instabilité thermique. La LC est alors devenue la méthode de choix pour résoudre ces problèmes, car elle ne nécessite pas forcément de prétraitement et de purification des échantillons. La GC-MS et la LC-MS sont donc, devenues aujourd'hui, deux techniques complémentaires pour quantifier les pesticides dans l'environnement, comme dans les milieux biologiques (**Hernandez et al., 2005 ; Anger et Kintz, 2009**)

Les méthodes analytiques développées, pour le suivi des résidus de pesticides nécessitent en général l'extraction des composés de la matrice d'intérêt, suivie d'une purification éventuelle des extraits avant leur identification et quantification. C'est donc tout un protocole analytique qui doit être mis en œuvre et validé pour que l'analyse des pesticides soit maîtrisée et fiable.

L'utilisation d'un analyseur de type triple quadripôle, permet de s'affranchir d'une séparation totale, de tous les composés analysés, ayant des ions moléculaires identiques. Le suivi d'une

transition « ion parent/ions fils (de fragmentation) » assure effectivement une certaine sélectivité de la détection.

La détection par ESI est la plus adaptée à la majorité des composés étudiés, car en APCI, contrairement à l'ESI, le chauffage de la source à des hautes températures (350 à 550°C) rend très difficile la détection des molécules thermolabiles.

Les limites de détection typiquement obtenues varient de 0,5 à 10 pg/μl (ng/ml) selon les composés alors que les limites de quantification varient de 1,5 à 30 pg/μl (ng/ml) toujours selon les composés. Ces valeurs très basses confirment l'efficacité d'une technique, telle que la chromatographie en phase liquide couplée à la spectrométrie de masse en tandem (LNE, 2008).

Dans le but de mettre en valeur le processus de bioaccumulation et de dégradation des deux produits herbicides le Cossack^{OD} et le Sekator^{OD}, chez *T.durum*, nous avons procédé à la détermination et à l'analyse de leur résidus, par la technique de Chromatographie liquide couplée à la spectrophotométrie de masse en tandem (LC-MS/MS) suivant la méthode de QuEChERS.

- Couplage de la chromatographie et de la spectrométrie de masse

La chromatographie est une méthode d'analyse physico-chimique permettant la séparation des constituants d'un mélange, en utilisant les différences d'affinités des substances à analyser vis-à-vis de deux phases, l'une mobile, et l'autre fixe ou stationnaire.

Cette technique se décline sous de nombreuses formes selon la nature des phases et des phénomènes mis en jeu, ainsi que le schématise la Figure 5. Dans cette partie, seule la technique de chromatographie en phase liquide (LC) utilisée dans ce travail sera discutée.

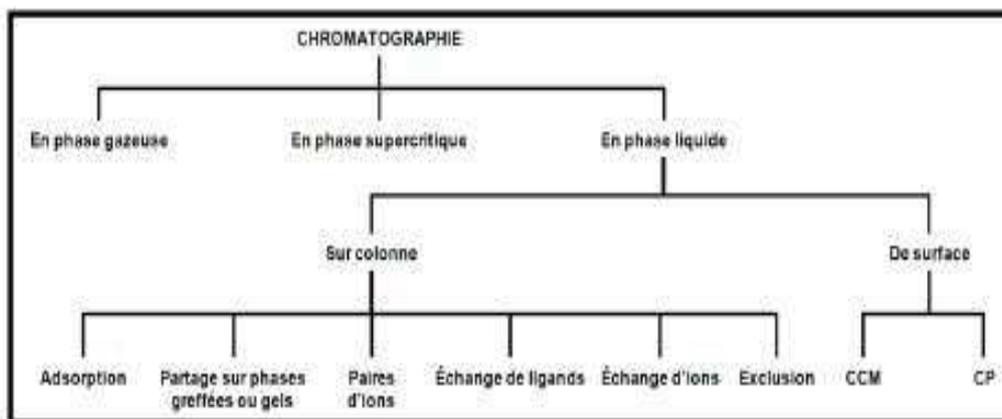


Figure 5. Types de méthodes chromatographiques (Fillatre, 2011).

- **La chromatographie liquide couplée à la spectrophotométrie de masse en mode tandem CL/SM² de type « triple quadripôle »**

Le couplage de la chromatographie liquide à la spectrométrie de masse en tandem à analyseur de type triple quadripôle est représenté sur la figure 5. La détection par spectrométrie de masse en tandem de type triple quadripôle repose sur la mise en série, de trois quadripôles. Le premier et le troisième quadripôle fonctionnent comme des filtres de masse qui selon le mode de fonctionnement, laissent passer tous les ions ou certains ions présélectionnés. Le second est une chambre de collision où les ions isolés sont fragmentés. Ces fragments sont ensuite analysés par le troisième quadripôle, qui filtre les ions issus de la fragmentation (Goto *et al.*, 2006). L'avantage d'un tel couplage est l'augmentation de la sélectivité via l'utilisation de deux filtres de masse en série.

Différents modes d'acquisitions sont disponibles lors de la mise en œuvre de la CPL/SM de type triple quadripôle. En spectrométrie de masse, le mode balayage (Full scan) et le mode acquisition, d'un rapport m/z donné (SIM, Single Ion Monitoring) sont possibles. Par contre, en mode spectrométrie de masse en tandem, quatre modes d'acquisitions supplémentaires sont disponibles : le mode balayage des ions de fragmentation produits (« Product ion scan »), le mode balayage des ions précurseurs (Precursor ion), le mode perte de neutre (Neutral loss) et le mode balayage de plusieurs ions de fragmentation (MRM, Multiple Reaction Monitoring) (El mrabet, 2008)

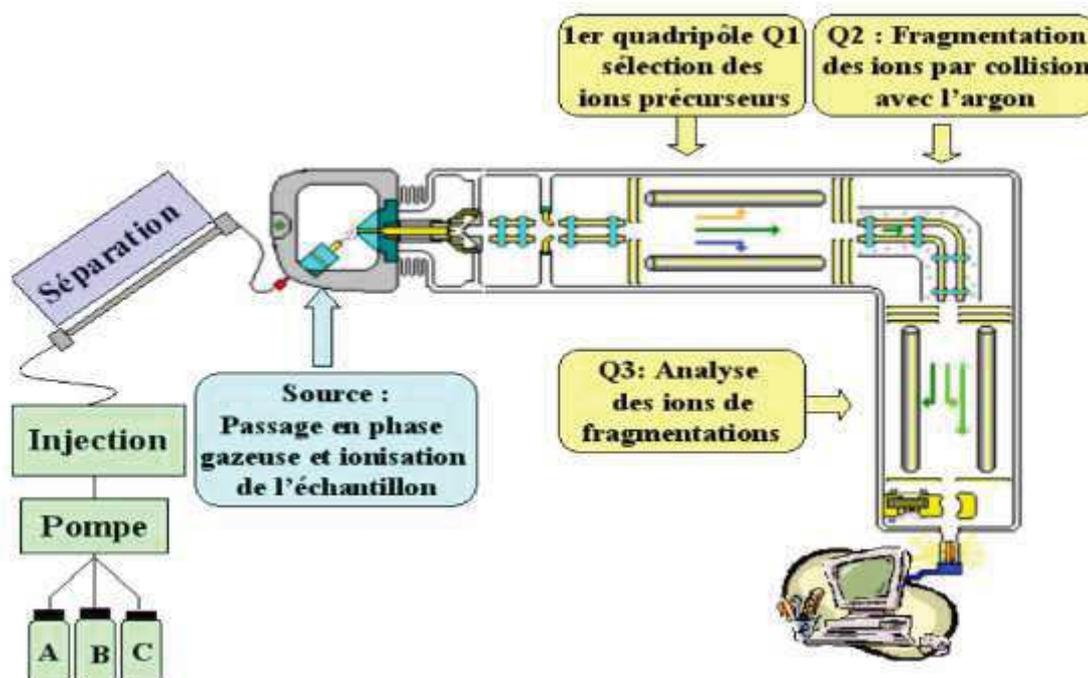


Figure 6. Couplage de la chromatographie en phase liquide à la spectrométrie de masse en tandem (El mrabet, 2008).

3. Le stress oxydant chez les végétaux

Des plantes soumises à un stress environnemental, mettent en place une réponse appelée stress oxydatif. Il se définit comme étant le résultat, d'un déséquilibre entre la balance des Espèces Réactives de l'Oxygène (ERO ou ROS) et les systèmes de défense antioxydants (**Apel et Hirt, 2004**), déséquilibre consécutif à une surproduction de ces composés radicalaires.

Tableau 3. Principaux radicaux libres (ERO) produits lors d'un stress oxydatif chez les plantes (*R : substrat organique) (**Austruy, 2012**).

$O_2^{\cdot-}$	radical superoxyde	HO_2^{\cdot}	radical perhydroxyde
$\cdot OH$	radical hydroxyle	RO_2^{\cdot}	radical peroxyde
RO^{\cdot}	radical alkoxyde	H_2O_2	Formes non radicalaires

Les ERO (tableau 3) sont des molécules qui diminuent et empêchent l'oxydation d'autres substances chimiques. Elles sont produites principalement dans les mitochondries, les chloroplastes et les peroxysomes. Par ailleurs, les chaînes de transfert d'électrons au niveau de l'appareil photosynthétique sont également capables de produire une grande quantité d'ERO *via* les cytochromes (**Parent et al., 2008**). Même si les ERO sont formées au cours du métabolisme normal de la plante, l'augmentation de leur concentration intracellulaire est souvent synonyme de stress. Si la contribution de la mitochondrie à la production d'ERO lors de la réponse au stress est encore mal définie (**Heyno et al., 2008**), dans la plupart des situations où les conditions environnementales sont modifiées, une forte augmentation des ERO est observée au niveau des chloroplastes et des peroxysomes (**Dal Corso et al., 2008**) entraînant un stress oxydatif. L'As génère une forte production d'ERO (**Muschitz, 2009**). Cette production pourrait être une conséquence de la réduction de l'arséniate en arsénite (**Mylona et al., 1998**).

Lors du stress oxydatif, une partie des radicaux, échappe au système de contrôle et attaque des cibles cellulaires, entraînant l'apparition de dégâts souvent irréversibles. En effet, les ERO sont de puissants agents oxydants capables d'altérer toute une série de cibles biologiques importantes, avec comme conséquence la modification des domaines fonctionnels des biomolécules (**Devi et Prasad, 2004**) (Figure 7) :

- Inhibition de l'activité enzymatique
- Perturbation du métabolisme végétal (notamment la photosynthèse et la respiration)
- Oxydation de protéines
- Altération des membranes cellulaires *via* l'induction de phénomènes de peroxydation lipidique
- Apparition de cassures au sein de l'ADN, pouvant conduire à la mort cellulaire

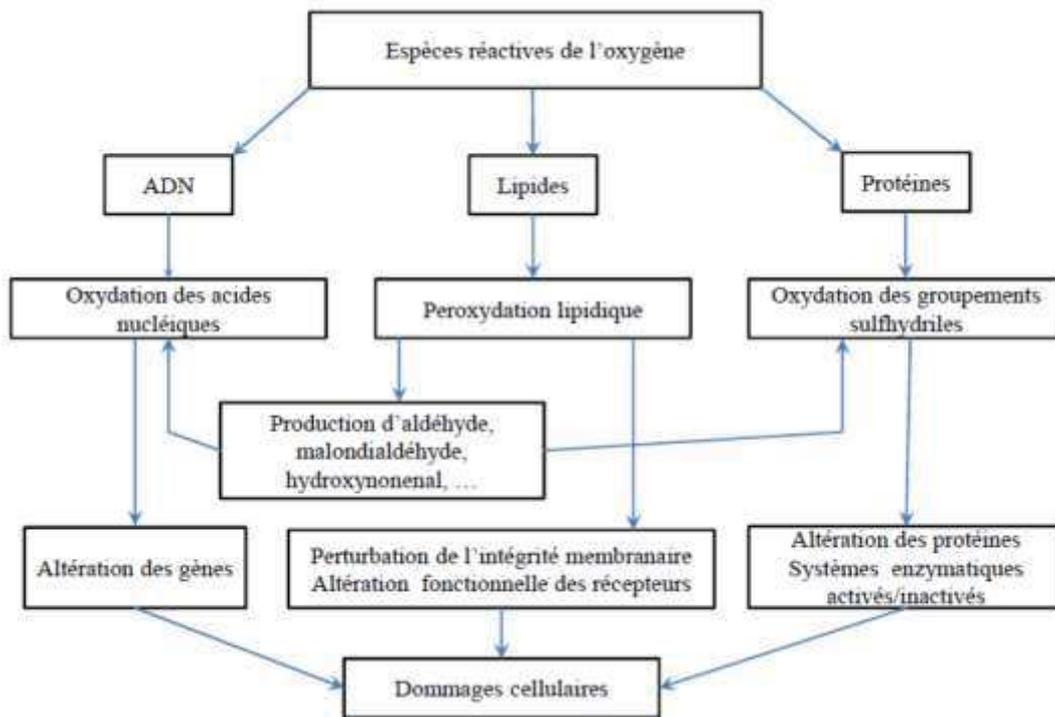


Figure 7. Principaux dommages cellulaires induits par les espèces réactives de l'oxygène et provoqués sur les lipides, les protéines et l'ADN (Devi et Prasad, 2004).

Pour toutes ces raisons, les ERO sont généralement considérées comme des molécules toxiques. Cependant, il est aujourd'hui reconnu que leur synthèse joue un rôle essentiel dans la vie et la mort de la cellule végétale. Elles peuvent agir comme des molécules de signalisation cellulaire pour mettre en place des mécanismes de défense vis-à-vis d'un stress, qu'il soit d'origine biotique ou abiotique (Dat *et al.*, 2000).

En effet, de nombreux travaux ont montré que les ERO peuvent intervenir dans les cascades de signalisation, responsables de l'induction et de la régulation de nombreux gènes de défense tel que ceux codant pour les protéines de choc thermique (HSP = Heat Shock Proteins) ou les enzymes antioxydantes (Apel et Hirt, 2004 ; Mittler *et al.*, 2004). Elles peuvent aussi intervenir dans la fortification des parois cellulaires lors de l'attaque d'un pathogène (la lignification), des précurseurs phénoliques sont associés entre eux par des réactions dépendantes de l'H₂O₂ pour former les molécules de lignine (Abreu *et al.*, 2001).

- Les systèmes antioxydants de protection

Pour réguler les teneurs en ERO, la plante répond par la mise en place de mécanismes de prévention ou/et de détoxification. Les mécanismes de prévention servent à dissiper l'énergie absorbée en excès, sous forme non dangereuse pour la plante (chaleur). La détoxification permet d'éliminer les ERO mais aussi de contenir les dégâts provoqués. Celle-ci utilise la capacité des enzymes anti-oxydantes (SOD, peroxydase, catalase, ...) à réduire les espèces

oxygénées formées lors du stress oxydatif grâce au pouvoir réducteur des antioxydants (ascorbate, glutathion) (Figure 8). En effet, lors d'une production physiologique de radicaux libres, suite à un stress abiotique, la plante dispose des systèmes de protection qui lui permettent de lutter contre ces espèces radicalaires. Ces systèmes de défenses sont constitués d'un dispositif endogène de nature enzymatique (Austruy, 2012).

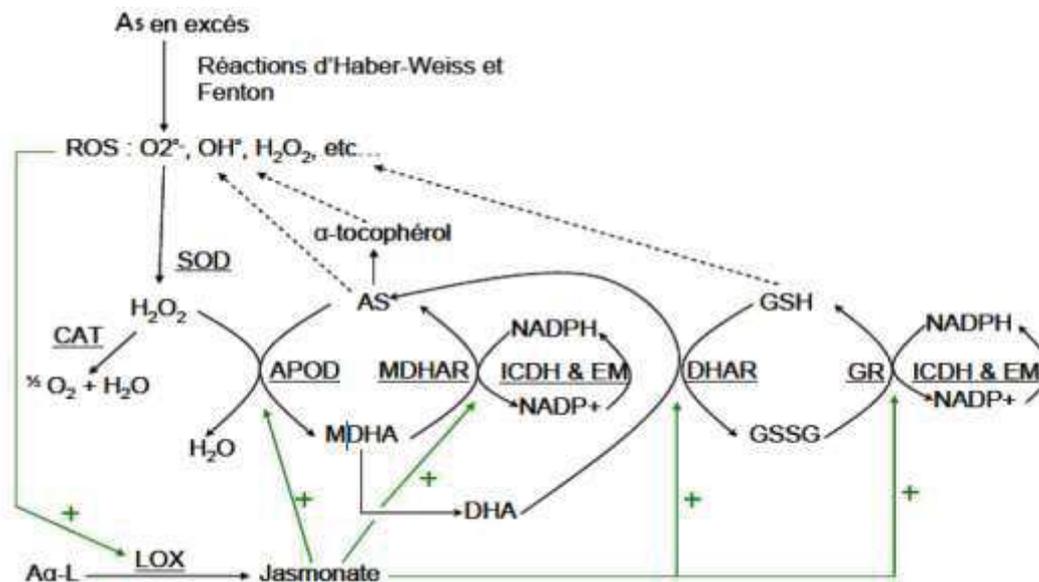


Figure 8. Formation et détoxification des radicaux libres lors d'un stress.

(**ROS** : espèces réactives de l'oxygène ; **SOD** : superoxyde dismutase ; **CAT** : catalase ; **LOX**: lipoxygénase ; **Aα-L** : acide α-linolénique ; **APOD** : ascorbate peroxydase ; **AS** : ascorbate ; **MDHA** : monodéhydroascorbate ; **MDHAR** : **MDHA** réductase ; **DHA** : déhydroascorbate ; **ICDH & EM** : isocitrate déhydrogénase ; **DHAR** : **DHA** réductase ; **GSH** : glutathion réduit ; **GSSG** : glutathion oxydé ; **GR**: glutathion réductase ; Les noms soulignés sont les noms des enzymes).

Les flèches pointillées sont les actions directes de l'AS, le GSH et l'α-tocophérol sur les ROS et les flèches vertes sont les enzymes dont l'activité est stimulée par les ERO dans le cas des LOX et par le jasmonate dans le cas des autres enzymes (Bes, 2008).

- Les cibles des ERO

En cas de stress oxydatif une partie des radicaux, échappent au système de contrôle et vont donc pouvoir attaquer des cibles cellulaires. Les radicaux libres provoquent la peroxydation des lipides membranaires, altérant la perméabilité des membranes. Ils entraînent également une rigidité de la membrane, augmentant sa perméabilité. De plus, ils provoquent la dénaturation et l'inactivation des protéines (oxydation des acides aminés, désamination en dérivés carbonylés, fragmentation des chaînes polypeptidiques) (Apel et Hirt, 2004).

Certaines protéines, peuvent au contraire être activées après modifications, comme pour certains facteurs de transcription. Au niveau de l'ADN, de nombreuses lésions sont induites par les ERO. Les bases de l'ADN sont en effet très sensibles aux ERO, qui induisent la formation de nombreux dérivés, par addition, oxydation ou fragmentation (**Gill et Tuteja, 2010**).

Les lésions dues au stress oxydatif peuvent être évaluées tant au niveau des protéines par le dosage des groupements thiols (SH : marqueur d'une non oxydation) ou des groupements carbonyles (C=O, marqueur d'une oxydation), qu'au niveau des lipides par le dosage des produits de dégradation des lipides oxydés (TBARS, Substances Réactive à l'Acide Thio barbiturique) suite à la peroxydation des lipides membranaires, qu'au niveau de l'ADN par le dosage des bases oxydées ou des cassures de brins (**Apel et Hirt, 2004**).

- **Effets des stress chimiques et xénobiotiques chez les plantes**

Les stress chimiques sont induits par des facteurs chimiques de nature variée (salinité, pH, métaux lourds, polluants organiques) qui sont responsables de perturbations au sein de la plante au cours de son développement. Ces perturbations associées au stress influencent généralement de façon défavorable le fonctionnement de la plante (**Jackson, 1986**).

Dans cas présent, nous nous intéressons plus particulièrement aux stress chimiques provoqués par des polluants organiques de type xénobiotiques. En fonction de leurs caractéristiques physiques et chimiques (sous forme dissoute ou émulsifiée) et des conditions d'exposition subies par les plantes (exposition foliaire ou racinaire), les xénobiotiques vont pénétrer dans les tissus végétaux de manière différente. Les composés hydrophobes vont passer directement dans les cellules par diffusion passive au travers des membranes. Les molécules plus polaires peuvent être absorbées de manière passive ou active via les flux d'eau (**Hart et al., 1992**), et être transportées dans le xylème ou le phloème (**Schreiber, 2005 ; Watanabe, 2002**). Elles peuvent aussi emprunter les systèmes de transport cellulaire (**Fujita et al., 2012**). Ces xénobiotiques peuvent alors avoir des effets primaires, globaux et en cascade sur les organismes.

- **Effets primaires des xénobiotiques**

L'analyse exhaustive de la littérature met en évidence que les processus physiologiques et biochimiques des plantes peuvent être perturbés par toutes les classes chimiques de xénobiotiques. Ces perturbations, ont pour la plupart été évaluées chez des organismes exposés à un xénobiotique unique utilisé à forte concentration ou à des concentrations, correspondant aux doses de traitement agricole lorsqu'il s'agit de pesticides.

Les travaux menés sur la toxicité des pesticides aux niveaux cellulaire et moléculaire ont montré que, quel que soit le type d'organisme initialement ciblé, les pesticides présentent également des propriétés cytotoxiques et génotoxiques pour divers autres organismes (**Zang et al., 2000 ; Ateeq et al., 2002 ; Poli et al., 2003**).

Dosnon-Olette et al., (2009), ont par exemple mis en évidence que des fongicides induisent des effets toxiques (perturbations des processus photosynthétiques) non négligeables sur diverses plantes aquatiques, telles que *Lemna minor*, *Cabomba aquatica* et *Elodea canadensis*.

Les fongicides de la famille des triazoles ont une action de compétition avec les gibbérellines, phytohormones impliquées notamment dans les processus d'élongation des tiges (**Child et al., 2003**).

Des xénobiotiques industriels comme les HAP, ont également des effets cytotoxiques chez les plantes. **Kummerová et Kmentová, (2004)** ont montré que le fluoranthène inhibe le taux de germination et la croissance des racines et des parties aériennes chez des plantules de laitue (*Lactuca sativa L.*), d'oignon (*Allium cepa L.*) et de tomate (*Lycopersicum esculentum L.*).

Les herbicides restent néanmoins la classe de xénobiotiques ayant les plus forts impacts de stress chimique sur les plantes, puisqu'elles constituent leur cible biologique. L'effet des herbicides est lié le plus souvent à un mode d'action défini. En fonction de leur structure chimique, les herbicides ciblent différents processus cellulaires, et peuvent in fine perturber la croissance et le développement, en agissant sur le métabolisme des tissus, en inhibant la division cellulaire, en modifiant les dynamiques cellulaires par des effets sur le cytosquelette, en désorganisant les parois et les membranes cellulaires par inhibition de la synthèse des composés structuraux (polysaccharides, phospholipides), ou enfin en affectant la signalisation cellulaire par interférence avec les phytohormones (**Calvet et al., 2005**).

Certains composés utilisés comme herbicides sont en effet des analogues structuraux d'hormones végétales, comme le 2,4-D (acide 2,4-dichlorophénoxyacétique) ou le dicamba (analogues d'auxine) (**Grossmann, 2010**), ou le thidiazuron (analogue des cytokinines) (**Heyl et al., 2012**). D'autres herbicides comme le glyphosate, l'asulame, ou l'atrazine, perturbent les métabolismes cellulaires en inhibant respectivement la synthèse d'acides aminés aromatiques, la synthèse d'acides foliques, et le fonctionnement photosynthétique.

La perturbation directe de la photosynthèse par les herbicides est liée à des blocages des flux d'électrons entre les photosystèmes (PS) le long des membranes thylakoïdiennes. Trois zones de transfert d'électrons sont principalement ciblées par les herbicides : (1) les transferts entre les plastoquinones QA et QB au niveau du PSII, (2) les transferts au niveau des plastoquinones, (3) les transferts au niveau des ferrédoxines du PSI (**Sulmon et al., 2004 ; Funke et al., 2006 ; Ramel et al., 2009a**).

Les HAP peuvent également affecter la photosynthèse par blocage du transfert d'électrons. Ainsi, le fluoranthène peut agir au niveau des plastoquinones QA (**Kummerová et al., 2008**). Certains explosifs, insecticides et solvants organiques peuvent aussi perturber la photosynthèse

(Medina *et al.*, 2003). Les métaux lourds, comme le cuivre (Cu) et le cadmium (Cd), provoquent aussi un stress chimique sur les plantes en agissant au niveau de la photosynthèse.

- Effets globaux et effets en cascade des xénobiotiques

Dans une large gamme de stress chimiques provoqués par des xénobiotiques de cibles variées, les organismes photosynthétiques subissent souvent un stress oxydatif généralisé lié à une surproduction d'espèces réactives de l'oxygène (ROS) (Mittler *et al.*, 2004).

Les ROS possèdent une configuration électronique spécifique très réactive générant des cascades de réactions d'oxydation de molécules biologiques. Les principaux ROS sont l'anion superoxyde (O_2^-), l'oxygène singulet (1O_2), le peroxyde d'hydrogène (H_2O_2) et le radical hydroxyl ($\cdot OH$). Ces molécules sont naturellement et continuellement produites chez les plantes par différentes voies métaboliques, comme les processus liés à la respiration ou la photosynthèse, et sont retrouvées au niveau des mitochondries, des chloroplastes, des peroxysomes, du réticulum endoplasmique et du cytoplasme (Dat *et al.*, 2000).

Les ROS jouent un rôle important dans l'homéostasie cellulaire, et la balance entre la production et l'élimination (détoxification) des ROS peut être considérée comme essentielle pour de nombreux processus cellulaires (Foyer et Noctor, 2005a). Les ROS sont aussi à l'origine d'un système de signalisation cellulaire, notamment en contexte de stress où leur rôle comme messenger secondaire est clairement établi (Baxter *et al.*, 2014 ; Foyer et Noctor, 2013 ; Noctor *et al.*, 2014). Leur implication dans la régulation de l'expression génétique a aussi permis de démontrer leur rôle d'inducteur de la mort cellulaire programmée (Van Breusegem et Dat, 2006).

En conditions de stress, notamment abiotiques, la surproduction de ROS aboutit à un stress oxydatif, quand leur détoxification est moins performante ou inhibée. Les ROS perturbent alors le fonctionnement cellulaire du fait de leur action sur les protéines (oxydation d'acides aminés, altération des charges électriques, fragmentation des chaînes polypeptidiques), sur les acides nucléiques (oxydation) et sur les lipides (Foyer et Noctor, 2005b, 2009 ; Ramel *et al.*, 2009a).

Néanmoins, des études comportant des analyses d'expression de gènes dans le cadre de la caractérisation des mécanismes de réponses des plantes ont mis en évidence des réponses communes à une grande diversité de xénobiotiques. Celles-ci font intervenir l'expression de gènes impliqués dans les défenses anti-oxydantes, dans la protection et la réparation des cellules, et dans les processus de métabolisation, de détoxification, de conjugaison et de transport des xénobiotiques (Liu *et al.*, 2009 ; Xie *et al.*, 2010 ; Nobels *et al.*, 2011).

De telles variations d'expression génétique, complexes et à grande échelle, suggèrent que les xénobiotiques affectent des voies de signalisation et de régulation cellulaires. Toutefois, il est difficile de déterminer si ces modifications sont dues à la perception directe du stress chimique ou à des effets indirects en réponse aux détections de perturbations et de dommages générés par le stress, comme la surproduction de ROS (Wagner, 2004 ; Wang *et al.*, 2010).

Des voies de perception des xénobiotiques et les voies de signalisation associées sont connues chez des organismes comme les levures, les invertébrés (Teixeira *et al.*, 2007 ; Dias *et al.*, 2010 ; Kretschmann *et al.*, 2011 ; Misra *et al.*, 2011 ;) et les vertébrés (Baker, 2005 ; McMillan et Bradfield, 2007). De tels senseurs de xénobiotiques, permettant la perception du stress chimique, n'ont pas encore été caractérisés chez les plantes (Ramel *et al.*, 2012). Ces systèmes de détection pourraient avoir une grande importance dans la réponse au stress chimique chez les plantes et dans leur capacité de tolérance (Figure 9).

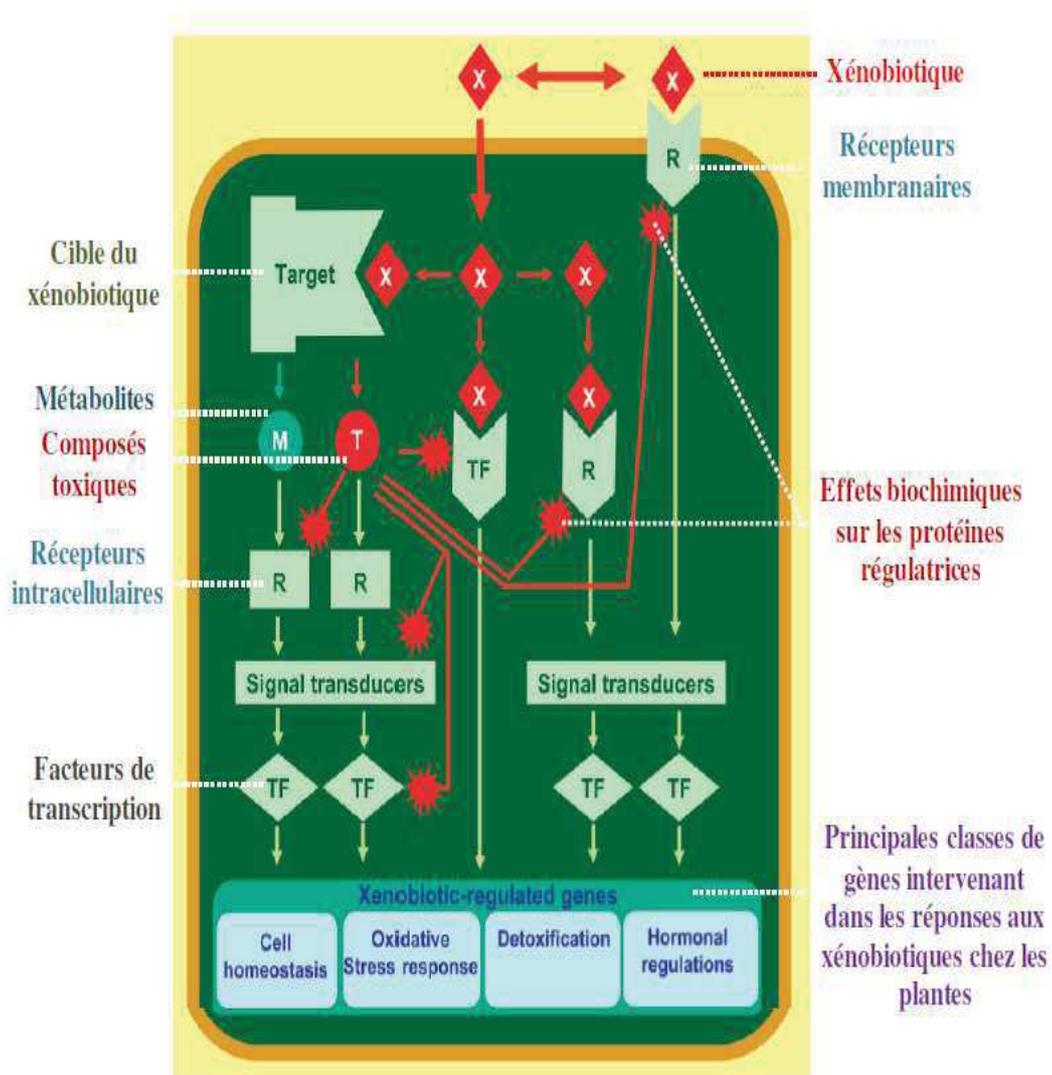


Figure 9. Voies potentielles de perception et de signalisation des xénobiotiques chez les plantes (Ramel *et al.*, 2012).

- Effets de dose et effets paradoxaux

Les effets des xénobiotiques sont également fonction des doses auxquelles les plantes sont exposées. Le phénomène d'hormèse peut être observé à des doses subtoxiques d'herbicides ou d'autres composés (Calabrese *et al.*, 2007 ; Belz et Duke, 2014), et rappelle le principe de Paracelse (1493-1541) "tout est poison, rien n'est poison : c'est la dose qui fait le poison".

L'hormèse est un effet stimulateur ou positif d'un stress faible sur l'organisme, par l'activation de voies de signalisation et de régulation indépendamment de dommages cellulaires (Belz et Duke, 2014).

Plusieurs auteurs ont ainsi montré, chez certaines espèces végétales, une augmentation de croissance suite à l'application de faibles doses de pesticides. Velini *et al.*, (2008) observent par exemple une augmentation de la croissance du maïs, du soja conventionnel, et d'*Eucalyptus grandis*, suite à l'application de glyphosate. Ces résultats pourraient être expliqués par le fait que de faibles doses de glyphosate puissent stimuler la photosynthèse, bien que les causes de cette augmentation ne soient pas bien caractérisées (Cedergreen et Olesen, 2010). Ces résultats témoignent de l'importance de considérer la dose de polluant dans les études d'effets des xénobiotiques sur les plantes, les faibles doses pouvant entraîner des réponses différentes des fortes doses. Des études sont de ce fait nécessaires afin de comprendre les mécanismes sous-jacents de ces réponses. Afin de prendre en compte la complexité des pollutions environnementales, il est de plus important de prendre en considération la présence simultanée de nombreux polluants de classes chimiques différentes.

- Mécanismes de réponses des plantes aux stress xénobiotiques

Les caractéristiques propres à chaque plante, et notamment leur génotype, conditionnent le niveau de toxicité du xénobiotique (Ramel *et al.*, 2009b). Les plantes présentent en effet des capacités intrinsèques de perception et de réponse aux stress chimiques qui peuvent être à l'origine de phénomènes de tolérance et de résistance aux xénobiotiques, qui permettent alors la survie, le développement ou la croissance sur des milieux pollués. Des différences majeures de sensibilité ou de tolérance sont ainsi trouvées entre espèces, entre écotypes ou entre populations.

- Mécanismes de tolérance des plantes aux xénobiotiques

- Rôle du xénome végétal dans la tolérance des plantes aux xénobiotiques

La tolérance vis-à-vis d'un xénobiotique correspond à la capacité d'un organisme à se développer en présence de ce xénobiotique malgré des effets négatifs sur sa croissance. Cette tolérance est souvent due à la mise en place chez les plantes de systèmes d'accumulation, de

détoxification et de métabolisation des xénobiotiques, qui restent mal connus. Des modèles généraux de détoxification des xénobiotiques par les plantes ont toutefois été proposés, avec notamment le modèle "green-liver" de **Sandermann, (1992)** concernant les polluants organiques. Ce modèle, proche des mécanismes décrits chez les mammifères, se compose de deux parties :

- la perception et signalisation des xénobiotiques ou de leurs effets.
- le transport et la biotransformation des xénobiotiques.

Le terme de "xénome" proposé par **Edwards *et al.*, (2005, 2011)**, définit l'ensemble des biosystèmes moléculaires et biochimiques intervenant dans le devenir des xénobiotiques dans les cellules végétales. La Figure 10, décrit les quatre étapes de défense métabolique qui sont généralement impliquées

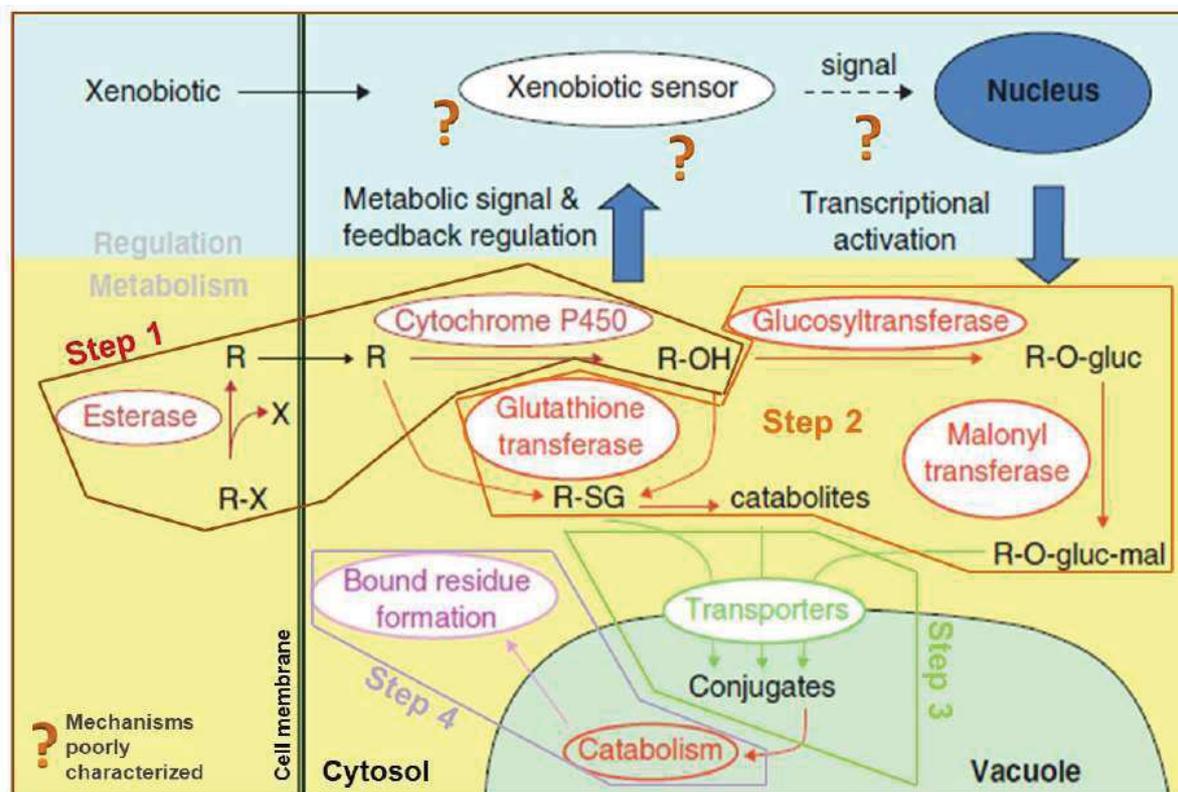


Figure 10. Mécanismes de défense des plantes contre les xénobiotiques (**Edwards *et al.*, 2011**)

R-X : xénobiotique, **R-OH** : xénobiotique après oxydation, hydroxylation ou désalkylation, **R-SG** : conjugaison au glutathion, **R-O-gluc** : conjugaison à des résidus glycosyl, **R-O-gluc-mal** : estérification (acide malonique)

La phase 1, implique l'action d'estérases et/ou de cytochromes P450 (CYP) qui modifient la structure chimique, l'activité et la mobilité du xénobiotique, réduisant généralement sa toxicité. Les produits formés sont plus hydrophiles que la molécule d'origine, permettant ainsi une diminution de leur affinité avec les membranes biologiques, et assurant de ce fait une réduction

de leur distribution au sein des cellules et des tissus (**Coleman et al., 1997**). Cette phase permet de plus d'introduire, via des réactions d'oxydation, d'hydroxylation ou de désalkylation, des groupes fonctionnels nécessaires à la phase 2 de bio-conjugaison.

Cette phase 2, permet une désactivation des xénobiotiques dans le cytosol, par liaison covalente à des composés endogènes hydrophiles tels que le glutathion (GSH) et des résidus glycosyl. Ces réactions de conjugaison sont sous contrôle enzymatique, les principales enzymes impliquées étant des glutathion S-transférases (GST) et des uridines diphosphates glycosyltransférases (UGT). Une étape d'estérification avec l'acide malonique, catalysée par des malonyltransférases (MT), peut également rentrer en jeu pour les produits glucosylés.

Les conjugués et catabolites obtenus sont ensuite activement éliminés du cytosol par l'action de transporteurs ATP-dépendants lors de la phase 3, et accumulés dans la vacuole.

Enfin, durant la phase 4, les xénobiotiques peuvent rester dans la vacuole et subir une transformation supplémentaire, et/ou être exportés hors de la cellule pour être incorporés dans la paroi cellulaire, formant ainsi des résidus liés inactifs et insolubles.

Bien que les voies métaboliques de détoxification des xénobiotiques soient décrites, la plupart des gènes spécifiquement impliqués dans ces étapes restent à caractériser (**Taguchi et al., 2010**).

L'activité du xénome est régulée au niveau transcriptionnel par des mécanismes de perception et de signalisation qui restent mal connus (**Ramel et al., 2007, 2012**). La variabilité de cette activité, pourrait donc être responsable de la différence de réponse des plantes aux xénobiotiques en termes de sensibilité ou de tolérance. Pour **Chen et al., (2000)** et **Cho et Sohn, (2004)**, la sensibilité est en grande partie la conséquence d'un xénome défectueux ou ayant une faible activité. Au contraire, un génotype générant des combinaisons optimales d'expression de gènes d'intérêt, et coordonnant ainsi les différentes étapes du processus de détoxification, devrait aboutir à un xénome fonctionnel et à une tolérance au moins partielle de la plante aux xénobiotiques.

- **Mécanismes antioxydants de tolérance des plantes aux xénobiotiques**

La majorité des xénobiotiques, génèrent un stress oxydatif chez la plante. De nombreuses études ont mis en évidence que la lutte contre les effets délétères des ROS est assurée par différents systèmes de défense, chargés non seulement de capter et de neutraliser les ROS, mais aussi d'éliminer et de remplacer les molécules endommagées (**Foyer et Noctor, 2005**).

Ces systèmes de défense sont présents dans le cytosol, mais également dans les différents organites, tels que les chloroplastes (**Asada, 2006**), les mitochondries (**Moller, 2001 ; Moller et al., 2007**), les peroxysomes (**Del Rio, 2006**) et le réticulum endoplasmique (**Ozgur et al., 2014**).

Les systèmes antioxydants assurent trois fonctions majeures. La première consiste à empêcher la formation ou l'amplification des ROS par "Quenching" (désactivation de molécule) de biomolécules excitées telles que les chlorophylles ou l'oxygène singulet, afin d'éviter la surexcitation et le transfert d'énergie à l'O₂.

La seconde fonction repose sur le processus de "Scavenging" (détoxification chimique) par des molécules anti-oxydantes impliquées dans des processus enzymatiques ou non-enzymatiques. Les molécules antioxydantes majoritairement utilisées dans les cellules sont le glutathion et l'ascorbate (**Foyer *et al.*, 1994 ; Foyer et Noctor, 2011 ; Noctor *et al.*, 2012 ; Noctor et Foyer, 1998 ; Sharma et Davis, 1997**).

Le glutathion est un tripeptide (γ -Glu-Cys-Gly) dont la fonction antioxydante est due à la présence du groupement sulphydryl de la cystéine (**Rennenberg, 1982**). Il réagit avec différents intermédiaires du stress oxydatif, peroxyde d'hydrogène et radicaux superoxydes et hydroxyles, pour donner sa forme oxydée, le GSSG, composée de deux molécules de glutathion reliées par un pont disulfure.

L'ascorbate est synthétisé à partir d'hexose (**Loewus, 1988**) et réagit également avec les ROS, principalement l'anion superoxyde et le peroxyde d'hydrogène. Glutathion et ascorbate interviennent en particulier dans le cycle de Halliwell-Asada pour la dégradation du H₂O₂ (**Foyer et Noctor, 2009**).

La troisième fonction des systèmes antioxydants assure la réparation des dommages oxydants et l'élimination des molécules endommagées.

Plusieurs autres molécules ont des propriétés multi-fonctionnelles et présentent, en plus de leurs propriétés métaboliques ou régulatrices, des propriétés antioxydantes, en piégeant ou désactivant les ROS. C'est le cas par exemple des caroténoïdes (**Dellapenna et Pogson, 2006**), des flavonoïdes (**Gould *et al.*, 2002**), des polyamines (**Scandalios, 2005**), de la proline (**Matysik *et al.*, 2002**), des thiorédoxines (**Das et Das, 2000**), des résidus méthionine des protéines (**Luo et Levine, 2008**), ou des polyols (**Nishizawa *et al.*, 2008 ; Shen *et al.*, 1997a, 1997b**).

L'état physiologique et nutritionnel de la plante (comme la teneur en composés carbonés) peut induire des réponses différentes face au stress oxydatif. Les sucres solubles (notamment le saccharose et le glucose), qui jouent un rôle central dans la structure et le métabolisme de la plante, sont aussi impliqués dans les réponses aux stress. Les phénomènes de tolérance inductibles par le saccharose sont liés à des mécanismes de régulation plutôt qu'à un effet nutritionnel strict des sucres solubles. Ces composés agissent comme des molécules signal activant des voies de régulation des réponses (**Serra, 2015**).

Sulmon *et al.*, (2004, 2006, 2007) ont en effet, montré que le saccharose confère une forte tolérance à l'atrazine chez *Arabidopsis*, qui se traduit par un maintien de la croissance et du

développement phototrophique, y compris pour des concentrations normalement létales de cet herbicide. Cette protection est liée à des interactions entre les voies de signalisation du saccharose, des xénobiotiques et des ROS induits par ces xénobiotiques. Ces interactions entraînent des modifications de l'expression de gènes liés aux mécanismes de défense contre les ROS, de gènes liés aux mécanismes de réparation, mais aussi de gènes de transduction de signal et de communication cellulaire (Couée *et al.*, 2013 ; Ramel *et al.*, 2012, 2013).

Les familles de gènes présentant ces modifications d'expression génétique comprennent les ascorbate-peroxydases, les glutathion S-transférases et les cytochromes P450s, dont l'importance dans les réponses aux xénobiotiques a été vue précédemment.

Les espèces végétales pour lesquelles la dynamique du carbone implique de manière importante le fructose et les fructanes montrent aussi des relations fortes entre l'état nutritionnel et la tolérance aux stress. Chez ces plantes, comme le Ray-grass (*Lolium perenne*) (Prud'homme *et al.*, 1992 ; Abdelgawad *et al.*, 2014), les fructanes constituent des composés majeurs de réserve de polysaccharides (Hisano *et al.*, 2008).

Ces composés sont naturellement présents en solution dans les cellules des feuilles adultes et dans leurs parties en élongation (Guerrand *et al.*, 1996), mais peuvent aussi être présents dans les racines (Prud'homme *et al.*, 1992) et dans les tiges (Smith, 1967).

Selon le stade de développement de la plante, la concentration en fructanes évolue. Les fructanes s'accumulent lorsque la vitesse d'assimilation du carbone est supérieure à sa vitesse d'utilisation (notamment pendant la phase végétative).

Au contraire, ils sont mobilisés lorsque la demande en composés carbonés devient plus importante que la production de photo-assimilats (Archbold, 1940 ; Pollock, 1984 ; Pollock et Cairns, 1991). Les niveaux de fructanes ont été associés à la capacité de tolérance aux stress abiotiques (Hisano *et al.*, 2004, 2008 ; Kawakami *et al.*, 2008 ; Valluru et Van den Ende, 2008).

Ces tolérances, permettant notamment une survie au froid et à la sécheresse (Amiard *et al.*, 2003ab ; Hisano *et al.*, 2008 ; Kawakami *et al.*, 2008), sont probablement liées à la stabilisation des membranes cellulaires (Hincha *et al.*, 2007 ; Livingston *et al.*, 2009). Les fructanes participeraient également aux fonctions antioxydantes de la plante par le piégeage chimique des ROS au niveau du tonoplaste (Peshev *et al.*, 2013). Ils pourraient aussi jouer un rôle en tant que signaux de stress (Van den Ende, 2013).

- Implication des phytohormones dans la tolérance aux xénobiotiques

Les phytohormones jouent également un rôle important dans la tolérance des plantes face aux stress. En effet, ces molécules, qui interviennent dans la régulation de tous les aspects du développement végétal, sont aussi essentielles pour l'adaptation des plantes aux stress abiotiques en régulant un large panel de réponses (**Argueso *et al.*, 2009 ; Santner et Estelle, 2009 ; Peleg et Blumwald, 2011**). Ces hormones modifient profondément l'expression du génome en induisant des modifications des niveaux de régulateurs de transcription, par des régulations de phosphorylation ou de dégradation *via* le système Ubiquitine-Protéasome (**Santner et Estelle, 2009**).

C'est le cas par exemple de l'acide abscissique (ABA), des cytokinines, de l'acide salicylique, des jasmonates ou de l'éthylène. L'éthylène est d'ailleurs généralement considéré comme une hormone de stress qui régule de nombreuses réponses aux stress (**Cao *et al.*, 2008**).

Des études de mutants affectés dans la transduction du signal éthylène ont confirmé qu'il existait des interactions entre les xénobiotiques et l'action des hormones, et que ces interactions étaient impliquées dans les réponses des plantes à ces xénobiotiques. **Sulmon *et al.*, (2007a)**, ont ainsi montré qu'en présence d'atrazine, le saccharose et le glucose activent, de manière indépendante de l'hexokinase, la voie de l'éthylène chez *Arabidopsis*. Cette activation serait responsable, d'une part, de la dé-répression des gènes liés à la photosynthèse généralement inhibés en présence de sucres par la voie de l'hexokinase, et d'autre part, de l'induction des mécanismes de défense contre les effets de l'atrazine. **Weisman *et al.*, (2010)** ont également montré l'implication des voies de signalisation de l'éthylène dans la tolérance d'*Arabidopsis* au phénanthrène.

La sensibilité ou tolérance d'un organisme aux xénobiotiques est de plus influencée par d'autres facteurs, tels que le stade de développement de la plante, le stade graine étant moins sensible aux contaminants que le stade plantule (**Li *et al.*, 2005**).

De même, les facteurs biotiques et abiotiques peuvent perturber les réponses aux stress chimiques en partageant avec elles des étapes de signalisation ou des composés communs (**Fujita *et al.*, 2006**).

- Mécanismes de résistance des plantes aux xénobiotiques

La notion de résistance à un composé phytotoxique correspond à la capacité de certains individus à éviter ou contourner les effets d'inhibition de la cible, par des phénomènes d'adaptation issus de mutations génétiques. Les bases génétiques de telles adaptations concernent non seulement le codage génétique des cibles, mais aussi l'ensemble des gènes impliqués dans la défense et la détoxification.

Comme cela a été vu précédemment, le développement des analyses transcriptomiques et protéomiques a permis en effet de démontrer que les modifications d'expression génétique et

d'activité des protéines jouent un rôle important dans les réponses des plantes aux pesticides, notamment aux herbicides (**Ramel *et al.*, 2007, 2009ab, 2012 ; Délye, 2013**).

Deux grands types de mécanismes sont impliqués dans la résistance des plantes. D'une part, la résistance du site cible de l'herbicide (Target-Site Resistance, TSR), qui correspond à des mutations spécifiques dans le gène codant les protéines ciblées, ce qui cause une réduction de l'efficacité de l'action directe de la molécule sur sa cible. Ceci se traduit, au niveau biochimique, par des modifications de structure et de conformation du site de liaison de l'herbicide, qui aboutissent à une forte réduction des interactions protéine-herbicide, rendant ainsi le composé phytosanitaire inefficace (**Délye, 2013 ; Powles et Yu, 2010**).

Il peut également y avoir une compensation de l'action inhibitrice de l'herbicide par une augmentation de l'expression ou de l'activité intrinsèque de la protéine cible. Ce type de résistance du site cible du xénobiotique a été décrit pour un large spectre de molécules, en particulier les inhibiteurs de la photosynthèse comme les triazines (**De Prado *et al.*, 2000 ; Foes *et al.*, 1998, 1999 ; Sajjaphan *et al.*, 2002**). Par exemple, la résistance à l'atrazine peut être due à une mutation ponctuelle (Ser-264-Gly) sur le gène chloroplastique *psbA* codant la protéine D1 du thylakoïde impliquée dans le transfert d'énergie du PSII au sein des chloroplastes. La modification de conformation de cette protéine permet d'éviter le blocage du transfert d'électrons (**Gronwald, 1994 ; Devine et Shukla, 2000 ; Sulmon *et al.*, 2004 ; Tian et Darmency, 2006**).

De telles résistances ont également été décrites pour les inhibiteurs de la synthèse des acides aminés (**Foes *et al.*, 1998, 1999 ; Lee *et al.*, 2011**) ou de la cellulose (**Desprez *et al.*, 2002**). Il existe d'autre part des résistances non liées aux sites cibles des molécules (Non-target-site résistance, NTSR). Ce type de résistance reste encore peu connu (**Délye, 2013**).

Contrairement au TSR qui induit une résistance au xénobiotique en ciblant la protéine affectée par le pesticide, le NTSR peut permettre des résistances à de nombreux pesticides à modes d'actions variés (**Délye *et al.*, 2010 ; Petit *et al.*, 2010ab**). Ces résistances peuvent être dues à des modifications en lien avec divers mécanismes. Elles peuvent permettre une réduction de la pénétration de l'herbicide dans les cellules de la plante par modification des propriétés physiques et chimiques de la cuticule, comme cela a été par exemple mis en évidence dans des cas de résistance au glyphosate (**Vila-Aiub *et al.*, 2012**).

Des mutations de gènes codant des activités du xénome peuvent également générer une augmentation de l'efficacité de dégradation des herbicides, avec des surexpressions de gènes de détoxification tels que ceux codant des cytochromes P450 (**Délye, 2013**). Certaines résistances NTSR correspondent à une augmentation des enzymes intervenant dans la protection contre le stress oxydatif causé par l'herbicide (**Cummins *et al.*, 2009**).

Plusieurs facteurs induisent une forte pression de sélection sur les gènes codant les cibles potentielles, susceptibles de générer des résistances (**Huertas *et al.*, 2010 ; Gressel, 2011 ; Délye, 2013 ; Lagator *et al.*, 2013**). Ces facteurs comprennent le mode d'action de la molécule,

notamment si elle a un site d'action unique, mais aussi la dose d'application et le temps ou la fréquence d'exposition, par exemple si la plante est exposée de façon chronique. La vitesse d'apparition des résistances est également liée à la biologie des espèces végétales.

Les espèces annuelles, ayant un plus grand nombre de générations, sont généralement soumises à plus de pression de sélection que les espèces bisannuelles ou pérennes (**Foes *et al.*, 1998**). De même, la polyploïdie, qui permet l'accumulation de mutations génétiques au cours du temps, peut donner aux organismes des potentialités génétiques d'acquisition de résistance (**Taylor et Feyereisen, 1996**).

Ces résistances et tolérances aux xénobiotiques sont des facteurs clés dans le maintien des plantes sur les sites pollués. De plus, comme décrit précédemment, les plantes peuvent accumuler et dégrader des xénobiotiques. Ce rôle épurateur encore mal connu est prometteur dans les contextes de gestion et de réhabilitation des milieux pollués.

Matériel et méthodes



Matériel et méthodes

Notre travail s'est déroulé au laboratoire de Toxicologie cellulaire et au laboratoire de physiologie végétale au sein de l'université Badji Mokhtar Annaba.

1. Matériel expérimental

- Présentation du matériel biologique

Le matériel expérimental utilisé dans notre travail est représenté par deux variétés de blé dur *Triticum durum* Desf ; Semito et Cirta. Elles nous ont été fournies par :

- * L'OAIC (Office Algérien Interprofessionnel des Céréales) d'El Hadjar pour Semito.
- * CCLS (Coopérative de Céréales et de Légumes Secs) de Constantine pour Cirta.

- Classification du blé dur (Cronquist, 1981)

Termes scientifiques (Internationals)	Terme en français
Règne : Plantae	Plante
Sous-règne: Tracheobionta	Plante vasculaires
Division : Magnoliophyta	Angiospermes
Classe: Liliopsida	Monocotylédones
Sous-classe: Commelinidae	Commelinidées
Ordre : Cyperales	Cyperales
Famille : Poaceae	Poacées
Genre : <i>Triticum</i>	Blé
Espèce : <i>durum</i>	dur

Variété Siméto

C'est une variété d'origine Italienne, à paille peu épaisse, et des grains moyens demi-allongés. Elle présente un pourcentage moyen de germination très élevé, et un rendement élevé (OAIC, 2012) (voir fiche variétale en Annexe).

Variété Cirta

C'est une variété d'origine Algérienne (El-khroub), à paille moyenne et des grains courts demi-allongés. Elle présente de bonnes caractéristiques technologiques, un rendement élevé, et une bonne résistance à l'oïdium de l'épi (CCLS, 2012) (voir fiche variétale en Annexe).

- Herbicides utilisés

Ce travail a porté sur deux herbicides ; le Cossack^{OD} et le Sekator^{OD}, pour lutter contre les adventices dicotylédones et graminées.

Le Cossack^{OD} :

Le Cossack^{OD} est un herbicide récemment utilisée en Algérie pour contrôler les adventices graminées, en particulier les plus difficiles à détruire tel que ray grass, folle avoine et phalaris. Il contrôle aussi plus de 50 espèces différentes de dicotylédones incluant certaines espèces difficiles à détruire qui nuisent au rendement tel que gaillet et chardon. C'est un herbicide complet et sélectif grâce à la combinaison de deux substances actives : l'**Iodosulfuron-méthylsodium** et le **Mesosulfuron-méthyl** qui appartiennent à la famille des sulfonilurées

Le Cossack^{OD} est absorbé par voie foliaire, il est véhiculé par systémie ascendante et descendante dans l'adventice. Il bloque la synthèse des acides aminés responsables de la division cellulaire dans les méristèmes des plantes en inhibant l'acétolactate synthase (ALS).

• Composition et nature chimique

Le Cossack contient 7,5 g/l d'Idosulfuron-méthyl-sodium et 7,5 g/l de Mésosulfuron-méthyl qui sont les deux matières actives et 22,5 g/l du Méfenpyr-diéthyle qui joue le rôle de phytoprotecteur (Bayer Crop science, 2011).

➤ L'Iodosulfuron-méthyl-Sodium

L'iodosulfuron-méthyle sodium (ISMS), [sodium ({[5-iodo-2-(methoxycarbonyl) phenyl] sulfonyl} carbamoyl) (4 -methoxy-6-methyl-1, 3,5-triazin-2-yl) azanide] (Figure 11), est la variante de l'iodosulfuron-méthyle actuellement commercialisée sur le marché. C'est une molécule appartenant à la famille des sulfonilurée.

Elle a un effet herbicide et peut être absorbée aussi bien par le feuillage que par les racines des mauvaises herbes. Comme tous les sulfonilurées, elle agit en inhibant la synthèse de l'ALS. Principalement utilisée pour la protection des céréales, elle est appliquée en post-émergence, c'est-à-dire après l'apparition des plantules.

- Formule chimique : $C_{14}H_{13}IN_5NaO_6S$
- Structure chimique :

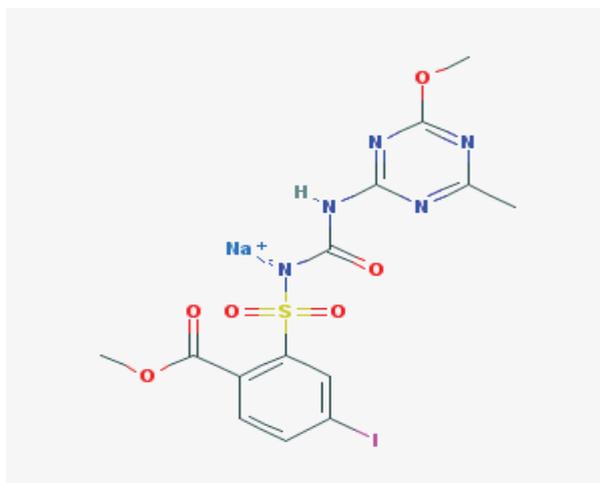


Figure 11. Structure chimique de l'Iodosulfuron-méthyl-sodium.

➤ Le Mésosulfuron-méthyle

Le mésosulfuron-méthyle (MSM) [methyl 2-[(4,6-dimethoxypyrimidin-2-ylcarbamoyl)sulfamoyl]- α (methanesulfonamido)-ptoluate] (Figure 12). Cette molécule appartient à la famille des sulfonyleures et doit sa fonction herbicide à l'inhibition de l'ALS.

Le mésosulfuron-méthyle est plus actif sur les feuilles que sur les racines. Il est appliqué en post émergence.

- Formule chimique : $C_{17}H_{21}N_5O_9S_2$
- Structure chimique :

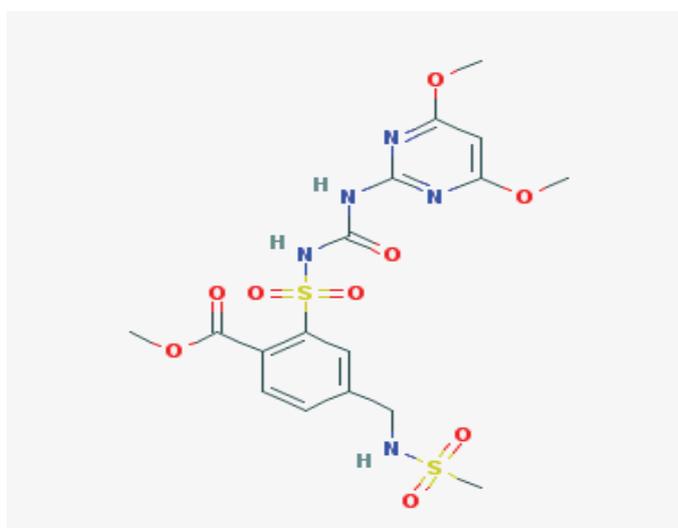


Figure 12. Structure chimique du Mésosulfuron-méthyle.

Le Cossack ^{OD} contient une troisième molécule appelée Méfenpyr-diéthyle qui agit comme phytoprotecteur.

➤ Le Méfenpyr-diéthyle

Le Méfenpyr-diéthyle (diéthyle (RS)-1-(2,4-dichlorophenyl)-5-méthyl-2-pyrazoline-3,5-dicarboxylate) est un phytoprotecteur de la famille des Pyrazoles (figure13).

Il atténue l'effet des molécules actives sur les céréales et améliore la dégradation de l'herbicide par augmentation de la métabolisation de la substance herbicide active en accélérant son hydrolyse dans la culture qui lui confère une très grande sélectivité (**Bayer Crop Science, 2007, 2011**).

- Formule Chimique : $C_{16}H_{18}Cl_2N_2O_4$
- Structure chimique :

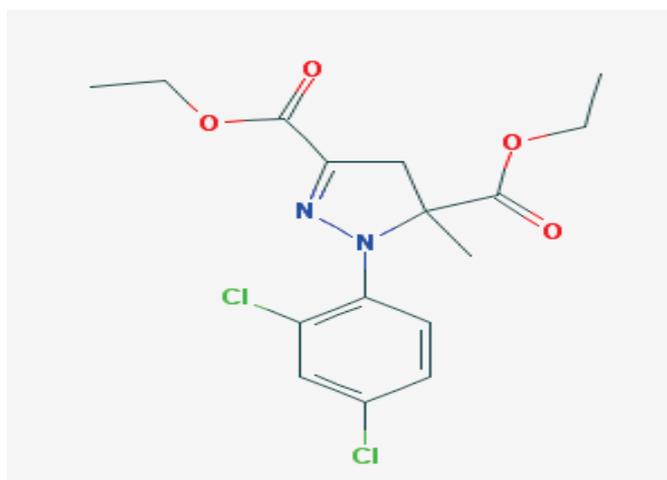


Figure 13. Structure chimique du Méfenpyr-diéthyl.

• Formulation et dose homologuée

Sa formulation est OD qui signifie Huileuse miscible à l'eau, c'est une innovation qui permet une bonne rétention, un bon étalement et une bonne absorption quant à sa dose d'emploi, elle est de 1L/ha sur les adventices graminées et dicotylédones de blé (blé dur et blé tendre) (**Bayer Crop Science, Fiche de Données de Sécurité, 2011**).

✚ Le Sekator^{OD} :

Le Sekator ^{OD} est un herbicide récemment introduit en Algérie, il assure le contrôle d'un spectre complet de dicotylédones comprenant le chardon, la moutarde et la fume terre et une efficacité de haut niveau grâce aux deux substances actives ALS de nouvelle génération ainsi qu'une excellente sélectivité sur blé grâce au phytoprotecteur.

Il garantit une performance maximale à faible dose, avec la nouvelle technologie de formulation « ODesi », même si une forte pluie apparaît 2 heures après l'application, n'affecte en rien, l'efficacité du produit.

Le Sekator^{OD} est aussi un inhibiteur d'ALS (Acétolactase synthétase), il a une activité foliaire prédominante avec double systémie descendante et ascendante.

- **Composition et nature chimique**

Le Sekator^{OD} contient aussi deux matières actives herbicides et un safeneur : 100 g/l d'Amidosulfuron-méthyl, 25 g/l d'Idosulfuron-méthyl-sodium et 250 g/l du Méfenpyr-diéthyl (Phytoprotecteur).

L'Idosulfuron-méthyl-sodium et le Méfenpyr-diéthyl ont été présentés précédemment (composition et nature chimique du Cossack^{OD}).

- **L'Amidosulfuron-méthyl**

Il porte le nom chimique de :

[3-(4,6-diméthoxy-pyrimidin-2-yl)-1-[N-méthyl-N-(méthyl-sulfonyl) aminol-sulfonylurea].

L'Amidosulfuron agit contre de nombreuses dicotylédones telles le gaillet, la pensée, le coquelicot, l'ortie royale, la camomille, les renouées, le rumex et le chardon (figure 14).

- Formule chimique : **C₉H₁₅N₅O₇S₂**
- Structure chimique :

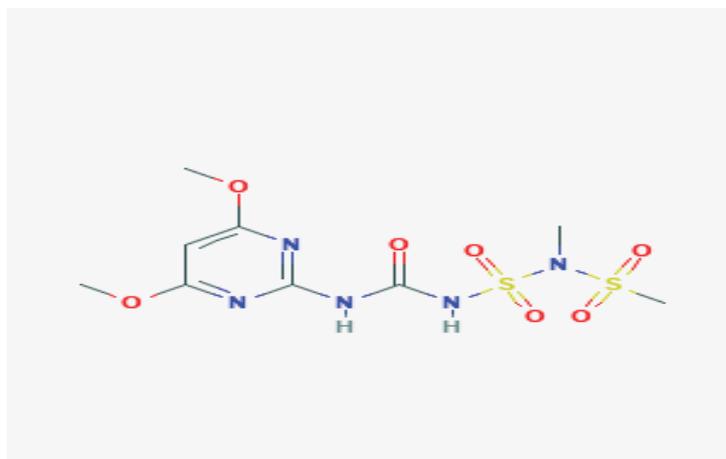


Figure 14. Structure chimique de l'Amidosulfuron-méthyl.

- **Formulation et dose homologuée**

Il possède la formulation ODesi (Huileuse miscible à l'eau) qui est une innovation brevetée par Bayer Crop Science. Elle offre une nouvelle dimension en matière de désherbage.

Cette technologie (OD) améliore nettement la rétention du produit au niveau des feuilles. Les gouttelettes pulvérisées sont plates et s'étalent facilement sur toute la surface de la feuille, ce qui garantit une couverture complète. Grâce aux additifs de la formulation, les substances actives pénètrent plus rapidement la surface cireuse de la cuticule des feuilles et sécurisent ainsi l'efficacité de l'herbicide.

La dose homologuée est très faible : 150 ml/ha sur les adventices dicotylédones de blé dur et de blé tendre (**Bayer Crop Science, Fiche de Données de Sécurité, 2007**).

Les deux herbicides le Cossack^{OD} et le Sekator^{OD} appartiennent à la même famille des sulfonylurées, ils ont le même mode action (voir Revue bibliographique), d'autres informations sont disponibles dans les fiches de sécurité (voir Annexe).

- Conduite de l'essai au laboratoire

- Préparation des graines de blé :

Les graines des deux variétés de *T.durum* sont désinfectées par leur incorporation dans une solution d'hypochlorite de sodium à 3% pendant 5 minutes, puis sont rincées avec l'eau distillée (**Meksem et al., 2007**). Les graines de blé dur sont choisies soigneusement et méticuleusement avant leur utilisation, elles doivent être saines et ne présente aucune anomalie visible (pas de cassure ni signes apparents de maladies).

Pour évaluer l'effet de la toxicité des deux herbicides le Cossack^{OD} et le Sekator^{OD} sur les plants de blé dur nous avons effectué un essai en boîtes de Pétri pour l'étude des paramètres germinatifs et morphométriques ainsi que l'étude du métabolisme respiratoire. Pour l'analyse des paramètres biochimiques, des biomarqueurs du stress oxydatif et l'étude histologique ainsi que l'analyse de résidus, l'essai est effectué en pots.

- Culture de *T.durum* en boîtes de Pétri :

Les graines de blé dur sont mises dans des boîtes de Pétri dotées de papier filtre à raison de 10 grains par boîte (**Meksem et al., 2007**). L'essai est mené avec un échantillonnage en bloc aléatoire complet à raison de 3 blocs pour chaque variété (figure 15).

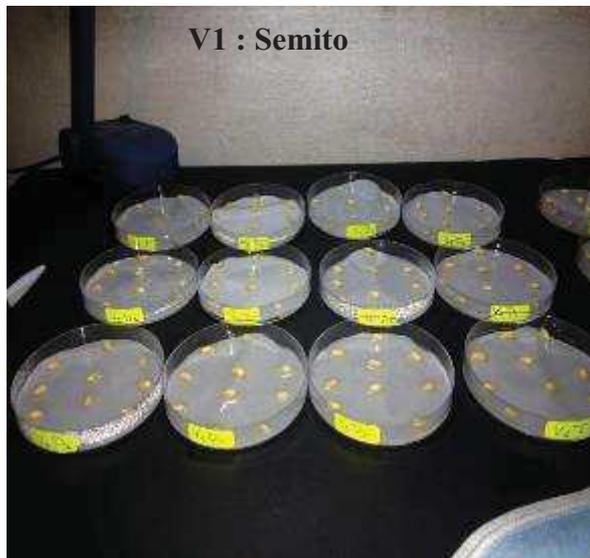
Les différentes concentrations sont reportées dans le tableau suivant :

Tableau 4. Différentes concentrations de Cossack^{OD} et Sekator^{OD} utilisées pour la culture en boîtes de Pétri.

Produits	Concentration (nmol)			
	T	C1	C2	C3
Cossack ^{OD}	0	2	4	9
Sekator ^{OD}	0	3	6	12

Pour chaque concentration de l'herbicide, pour chaque variété, trois répétitions sont effectuées. Le traitement est réalisé par l'arrosage des boîtes de Pétri par un volume de 8ml/boîte pour chaque solution préparée, pendant la phase de germination (05 jours) (Kaur et Diffus, 1979).

Bloc 1	C 2	T	C 3	C 1
Bloc 2	C 1	C 3	T	C 2
Bloc 3	C 3	C 2	C 1	T



Bloc 1	C 1	T	C 2	C 3
Bloc 2	C 2	C 3	C 1	T
Bloc 3	C 3	C 1	T	C 2

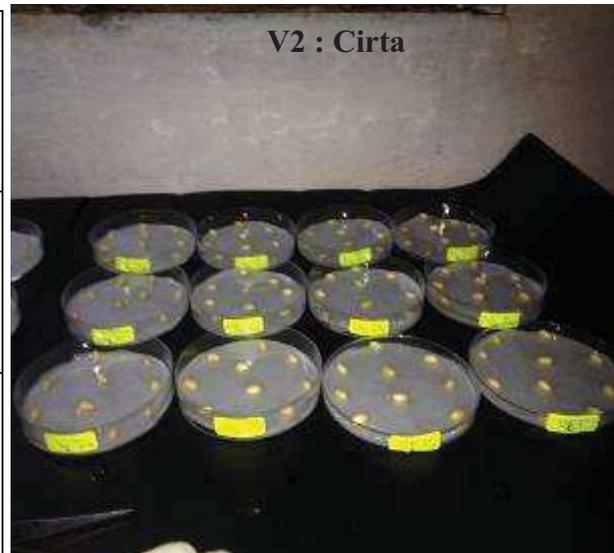


Figure 15. Protocole expérimental de l'essai en bloc aléatoire complet (Culture en boîtes de Pétri).

- **Culture en pots de *T.durum* :**

La culture de blé dur est réalisée dans des pots en plastiques ; remplis d'un mélange de sol, de terreau et de gravier moyen selon les proportions suivantes : 600g de sol (non pollué) + 200 g de terreau+ 200g de gravier.

Les graines sont semées dans des trous d'environ 2 cm de profondeur, réalisés à l'aide d'un crayon. Chaque pot comprend 20 graines.

Le tableau 5, représente les différentes concentrations des deux herbicides, utilisées pour l'arrosage des cultures.

Tableau 5. Différentes concentrations de Cossack^{OD} et Sekator^{OD} utilisées pour les cultures en pots.

Produits	Concentrations (nmol)			
	T	C1	C2	C3
Cossack ^{OD}	0	42	84	169
Sekator ^{OD}	0	56	112	225

Un arrosage de 150 ml par pot a été effectué 3 fois par semaine (l'eau de robinet pour les témoins, et les solutions préparées pour les traitées). Le traitement est réalisés pendant 14 jours (jusqu'au stade trois feuilles).



Figure 16. Protocole expérimental de la culture en pot.

2. Les paramètres étudiés

La mesure des paramètres germinatifs et morphométriques, ont été réalisées à 48, 72, 96 et 120 heures de traitement.

- Mesure des Paramètres germinatifs

« La germination est un processus, dont les limites sont le début de l'hydratation de la semence et le tout début de la croissance de la racicule ». Cette définition a été proposée par Evenari en 1957 et actuellement adopté par les physiologistes (**Mazliak, 1998**).

▪ Le pourcentage de germination :

Le pourcentage de germination est déterminé après 48, 72, 96, et 120 heures de traitement. Le nombre de grains ayant germé et dont la longueur d'au moins une de leurs racines dépasse les 2 mm est considérée comme ayant germé (**Ben Hamouda et al., 2001 ; Meksem, 2007**).

▪ L'indice de germination :

Selon Abbott (1955), l'indice de germination est donné par la formule suivante :

$$N_1 + (N_2 - N_1)/2 + (N_3 - N_2)/2 + \dots + (N_n - N_{n-1})/n \text{ (Mazliak, 1998)}$$

Où $N_1, N_2, N_3, \dots, N_{n-1}, N_n$ sont les pourcentages de germination obtenus le 1^{er}, le 2^{ème}, le 3^{ème}, ..., le (n-1)^{ème} et le n^{ème} jours.

▪ La vitesse de germination

La vitesse de la germination est d'une importance majeure, car elle permet de prévoir la vigueur des plantules, durant le processus de germination. Elle est donnée par la formule suivante :

La cinétique de germination = (nbre de graines le 1^{er} jour/1) + (nbre de graines germées le 2^{ème} jour/ 2) + + (nbre de graines germées le n^{ème} jour/n) (**Mazliak, 1998**).

- **Mesure des paramètres morphométriques :**

▪ **Nombre moyen de racines (NMR) :**

Le nombre moyen de racines est déterminé, sur des germinations de 48h à 120 heures en présence ou non du Cossack^{OD} ou de Sekator^{OD}. Le nombre moyen des racines est suivi pendant cinq jours, par un marquage à l'encre de chine.

▪ **Longueur moyenne des racines (LMR) :**

Les paramètres d'élongation racinaire sont déterminés dans des boîtes de Pétri et réalisés sur des germinations de 2 à 5 jours en présence ou non de Cossack^{OD} ou de Sekator^{OD}. La longueur moyenne des racines est suivie pendant 5 jours par un marquage à l'encre de chine.

▪ **Longueur moyenne des tigelles (LMT) :**

Les paramètres d'élongation des tigelles, sont déterminés dans des boîtes de Pétri et sont réalisés sur des germinations en présence ou non des herbicides. La longueur moyenne des tigelles est suivie pendant 5 jours pour chaque boîte de Pétri et pour chaque condition de traitement.

▪ **Longueur moyenne de la première feuille (LMF) :**

Après 14 jours de mise en culture, la longueur de la première feuille de chaque graine de blé germée est mesurée à l'aide d'un ruban mètre. La longueur moyenne est calculée pour chaque boîte de Pétri et pour chaque condition de traitement.

- **Mesure des paramètres physiologiques :**

▪ **La teneur relative en eau des feuilles (TRE %)**

La teneur relative en eau de la feuille est déterminée par la méthode décrite par **Barrs, (1968)**. Selon cette méthode, les feuilles sont coupées à la base du limbe, elles sont pesées immédiatement pour obtenir leur poids frais (PF). Ces feuilles sont mises par la suite dans des tubes à essai remplis d'eau distillée et placés à l'obscurité dans un endroit frais, après 24h les feuilles sont retirées, passées dans un papier buvard pour absorber l'eau de la surface, pesées de nouveau pour obtenir le poids de la pleine turgescence (PT).

Les échantillons sont enfin mis à l'étuve réglée à 80°C pendant 48h et pesés pour avoir leur poids sec (PS). La teneur relative en eau est calculée par la formule suivante (**Clark et Mac-Caig, 1982**) :

$$\text{TRE (\%)} = [(\text{PF}-\text{PS}) / (\text{PT}- \text{PS})].100$$

▪ **La surface foliaire**

La surface foliaire est déterminée par une méthode traditionnelle qui consiste d'une part, à reproduire la feuille de blé sur papier, qui est ensuite pesée (Pf), et d'autre part, à couper un carré de 1 cm de côté du même papier et de le peser après (P (1cm²)) ; on en déduit la surface assimilatrice, (**Paul et al., 1979**)

$$\text{SF (cm}^2\text{)} = \text{Pf (1cm}^2\text{)} / \text{P (1cm}^2\text{)}$$

▪ **Dosage de la chlorophylle (a), (b) et (a+b) :**

La teneur en chlorophylle est déterminée par la méthode traditionnelle de (**Holden, 1975**). Pour chaque traitement, on pèse un gramme de végétal, qui est coupé en petits morceaux et broyé dans un mortier avec 25 ml d'acétone titré à 80 % et avec une pincée de carbonate de calcium. Après filtration, la solution est mise dans des boîtes noires pour éviter l'oxydation de la chlorophylle par la lumière.

Le dosage se fait par le prélèvement de 3 ml de la solution dans la cuve du spectrophotomètre. La lecture se fait aux longueurs d'ondes 645 et 663 nm, après étalonnage de l'appareil avec la solution témoin d'acétone à 80 %.

La teneur en chlorophylle globale est calculée en tenant compte de la densité optique propre à chaque type de chlorophylle *a* et *b* :

$$\begin{aligned} \text{Chl. } a &= 12.7 (\text{D.O. } 663 \text{ nm}) - 2.69 (\text{D.O. } 645 \text{ nm}). \\ \text{Chl. } b &= 22.9 (\text{D.O. } 645 \text{ nm}) - 4.68 (\text{D.O. } 663 \text{ nm}). \\ \text{Chl. } (a+b) &= 8.02 (\text{D.O. } 663 \text{ nm}) + 20.20 (\text{D.O. } 645 \text{ nm}). \end{aligned}$$

▪ **Étude du métabolisme respiratoire :**

L'appareil utilisé est une électrode à oxygène, de type HANSATECH, qui permet la mesure de la production ou de la consommation d'oxygène. L'appareil comprend une cathode polarisée (-) en platine et une anode polarisée (+) circulaire en argent. Le contact entre les deux électrodes est établi par un pont de solution saturée de KCl, la suspension cellulaire est constamment remuée par un agitateur magnétique.

L'application d'une faible tension électrique va provoquer la réduction électrolytique de l'oxygène présent dans la solution. Le courant qui traverse le circuit des deux électrodes quand la tension appliquée est en moyenne de 0,7mV, varie linéairement en fonction de la concentration en oxygène dissout dans la suspension cellulaire selon la réaction :



La jaquette est maintenue à une température constante de 25°C. Cet appareil est relié à un ordinateur sur lequel les spectres apparaissent et sont ensuite enregistrés sur une imprimante de type (Epson-LQ 1027). La méthode utilisée est adaptée aux racines isolées. (Djebar et Djebar, 2000).

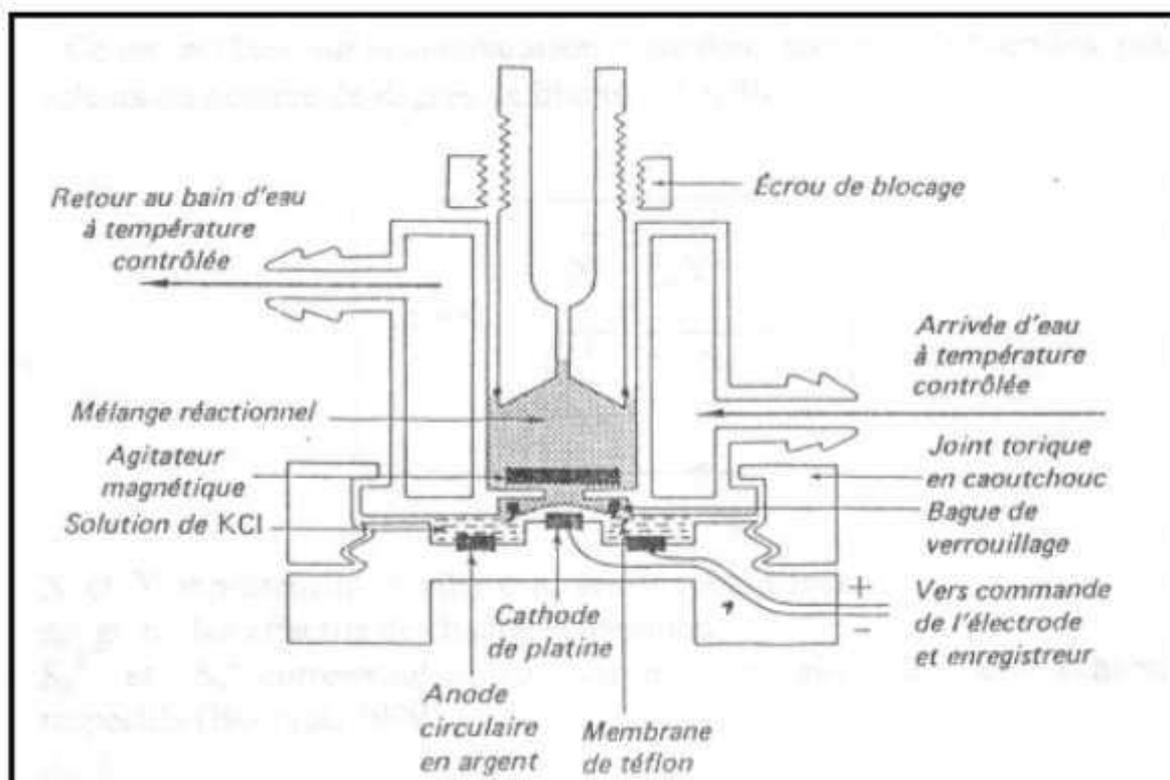


Figure 17. L'électrode à oxygène (Djebar et Djebar, 2000).

- Mesures des paramètres biochimiques :

▪ Dosage des protéines totales:

Les protéines foliaires de *T.durum* sont dosées par colorimétrie selon la méthode de **Bradford, (1976)**. Le principe de la méthode est basé sur la fixation d'un colorant acide BBC (Bleu Brillant de Coomassie) sur les protéines au niveau de résidus basiques et aromatiques, cette fixation provoque un transfert de sa couleur qui passe du rouge au bleu. Ce changement de coloration est mesuré à une longueur d'onde de 595nm par spectrophotomètre, en utilisant l'Albumine Sérum bovine (BSA) comme standard.

▪ Dosage de la proline

La technique de dosage de la proline utilisée est celle de **Troll et Lindsley, (1955)**, modifiée par **Dreier et Goring, (1974)**. La gamme d'étalonnage est réalisée à partir d'une solution mère de proline (20µg/ml).

Cette méthode est réalisée comme suit : après refroidissement on prélève 1 ml de la solution, à laquelle on ajoute 1 ml d'acide acétique (CH₃COOH) et 1 ml de mélange contenant 120 ml d'eau distillée + 300 ml d'acide acétique + 80ml d'acide ortho phosphorique et 25 mg de ninhydrine.

Les solutions sont portées à ébullition pendant 30 min, elles virent au rouge, après refroidissement on ajoute 5ml de toluène, et on procède à une agitation, deux phases se séparent :

- une phase inférieure sans proline
- une phase supérieure qui contient la proline, cette phase est ensuite récupérée et déshydratée par l'adjonction de Na₂SO₄.

On procède enfin à la détermination des densités optiques des échantillons à la longueur d'onde 528 nm, après étalonnage de l'appareil par le mélange suivant : (Acide acétique + eau distillée + acide orthophosphorique = ninhydrine).

▪ Dosage des sucres solubles :

Le dosage des sucres solubles est réalisé selon la méthode de **Schiels et Burnet (1960)**, qui utilise l'antrone en milieu sulfurique comme réactif (200 mg d'antrone, 100 ml d'acide sulfurique) et une solution mère de glucose à 50 µg/ml.

Cette méthode comprend l'extraction d'une pesée de 100 mg d'échantillon (MF). On ajoute 3 ml d'éthanol à 80 %, on laisse le tout à une température ambiante pendant 48 h. On évapore ensuite l'éthanol, et on rajoute 20 ml d'eau distillée. On prélève 2 ml d'extrait auquel on rajoute 4 ml d'antrone. Les absorbances sont mesurées au spectrophotomètre à une longueur d'onde de 585 nm.

NB : Les courbes étalons des dosages biochimiques sont représentées en Annexe.

- **Dosage de quelque biomarqueurs de Stress oxydatif**

- **Dosages Enzymatiques :**

▪ **Préparation de l'extrait enzymatique :**

L'extrait sera utilisé pour la mesure de l'activité ascorbate-peroxydase (APX), la catalase (CAT) et le Glutathion transférase (GST).

Après 14 jours de traitement, les feuilles fraîches des deux variétés de *T.durum* (1g) sont broyées à froid à l'aide d'un mortier dans 5ml de tampon phosphate (50mM phosphate, pH=7,5). L'homogénat est ensuite filtré à l'aide d'une toile adéquate avant de procéder à une centrifugation à froid de 12000g pendant 20 min. Le surnageant obtenu sera utilisé comme extrait pour la détermination des différentes activités enzymatiques.

▪ **Quantification des mesures spectrophotométrique :**

La formule suivante est utilisée dans la quantification des différentes mesures spectrophotométriques suite aux dosages enzymatiques de la GPX, APX et CAT (**Servais, 2004**).

Act. =

$$\frac{\Delta A \cdot V_t}{\epsilon \cdot \Delta t \cdot L \cdot V_e \cdot p}$$

Act: Activité enzymatique en nmol/min/mg de Protéines.

ε : Coefficient d'extinction linéique molaire en M.

ΔA : Différence moyenne de l'absorbance.

Vt : Volume total du mélange réactionnel en ml.

Ve: Volume de l'extrait enzymatique en ml.

L: Largeur de la cuve de mesure en cm.

P: Teneur en protéine en mg.

T: temps de lecture en min.

▪ **Dosage de l'activité Catalase (CAT) :**

Le dosage spectrophotométrique de l'activité catalase (CAT) est réalisé suivant la méthode de **Cakmak et Horst, (1991) et Boscoloa et al., (2003)**. La décroissance de l'absorbance est enregistrée pendant trois minutes pour une longueur d'onde de 240 nm et un coefficient d'extinction linéique molaire $\epsilon = 39400 \text{ M}^{-1} \cdot \text{cm}^{-1} \cdot \text{L}$

Pour un volume final de 3ml, le mélange réactionnel contient : 100 µl de l'extrait enzymatique brut, 50µl de peroxyde d'hydrogène H₂O₂ à 0,3% et 2850 µl de tampon phosphate (50 mM, pH= 7,2).

L'étalonnage de l'appareil se fait en l'absence de l'extrait enzymatique. La réaction est déclenchée par l'addition d'eau oxygénée. L'activité catalase est exprimée en nmol/min/mg de protéines.

▪ **Dosage de l'activité Ascorbate-peroxydases (APX) :**

Le dosage spectrophotométrique de l'activité ascorbate-peroxydase est réalisé suivant le protocole adopté par **Nakano et Azada, (1987)**. Le volume réactionnel final de 3 ml contient: 100µl d'extrait enzymatique, 50 µl d'H₂O₂ à 0,3% et 2850 µl de tampon phosphate NaK-ascorbate (50 mM NaK, 0,5 mM ascorbate, pH= 7,2). L'étalonnage de l'appareil se fait en l'absence de l'extrait enzymatique. La lecture est effectuée à 290 nm pendant 1 minute et ce pour un coefficient d'extinction linéique molaire $\epsilon = 2800M^{-1}.cm^{-1}$. L'activité APX est exprimée en nmol/min/mg de protéines.

▪ **Dosage de l'activité Glutathion S-Transférase (GST) :**

Le dosage de la Glutathion-S-transférase est réalisé par la méthode de **Habig et al., (1974)**. Elle est basée sur la réaction de conjugaison entre la GST et un substrat, le CDNB (1-chloro 2, 4-dinitrobenzène) en présence d'un cofacteur : le glutathion (GSH), puis mesurée à une longueur d'onde de 340 nm dans un spectrophotomètre visible/UV.

Les échantillons sont homogénéisés dans un tampon phosphate à pH 6,5 et à 100 mM et centrifugés à 9000 g pendant 30 min et le surnageant récupéré servira comme source d'enzyme.

Le dosage consiste à faire réagir 200 µl (0,2 ml) du surnageant avec 1,2 ml du mélange CDNB (20 mM)-GSH (100 mM) [0,4052 g CDNB, 3,072 g GSH, 1 ml éthanol, 99 ml tampon phosphate (100 mM, pH 6,5)]. La variation de la densité optique due à l'apparition du complexe CDNB-GSH est mesurée toutes les 15 secondes pendant 1 minute à 340 nm. Contre un blanc contenant 200 µl d'eau distillée remplaçant la quantité du surnageant.

Les concentrations de la GST sont exprimées en µmol/min/ mg de protéines et l'activité spécifique est déterminée d'après la formule suivante :

$$X = \frac{\Delta D_0}{9,6} \times \frac{V_t}{V_s} / \text{mg de protéines}$$

X : micromole de substrat hydrolysé par mg de protéines (µM/min/mg de protéines).

ΔD0 : pente de la droite de régression obtenue après hydrolyse du substrat en fonction du temps.

9,6 : coefficient d'extinction molaire du CDNB (mM⁻¹cm⁻¹).

Vt : volume total dans la cuve : 1,4 ml (0,2 ml surnageant + 1,2 ml du mélange CDNB/GSH).

Vs : volume du surnageant utilisé dans le dosage : 0.2 ml.

mg de protéine : quantité de protéines exprimée en mg.

- Le Dosage non Enzymatique

• Dosage de malondialdehyde (MDA)

La peroxydation des lipides est estimée par l'évolution de la teneur en malondialdehyde (MDA) déterminée selon la méthode décrite par **Alia et al., (1995)**.

L'homogénéisation du tissu végétal dans l'acide trichloroacétique (TCA) 5 % à raison de 10 ml pour 1g de tissu végétal est suivie d'une centrifugation pendant 15 mn à 12000 g. Au surnageant est ajouté un volume égal d'acide thiobarbiturique (TBA) 0,5 % dans le TCA 20%. Le mélange est incubé à 100°C pendant 25 mn.

L'absorbance du surnageant, obtenu après centrifugation à 10 000 g pendant 5 mn, est lue à 532 nm. La densité optique est ensuite corrigée par la soustraction de l'absorbance non spécifique à 600 nm. La concentration de MDA est calculée en utilisant son coefficient d'extinction 155 mM⁻¹cm⁻¹.

$$X = \frac{\Delta D_0}{155} \times \frac{V_t}{V_s} / \text{mg de protéines}$$

X : micromole de substrat hydrolysé par mg de protéines (µM/mg de protéines).

ΔD₀ : différence de la densité optique obtenue après hydrolyse du substrat.

155 : coefficient d'extinction molaire du TBA (mM⁻¹cm⁻¹).

V_t : volume total dans la cuve : 1 ml.

V_s : volume du surnageant utilisé dans le dosage : 0.5 ml.

mg de protéine : qualité de protéines exprimée en mg.

• Dosage de la teneur en Glutathion (GSH) :

L'extrait enzymatique est homogénéisé dans une solution d'éthylène diamine tétra-acétique (E.D.T.A) à 0,02 M et subissent une déprotéinisation par l'acide sulfo-salicylique 0,25%. Après centrifugation à 2000 g pendant 10 minutes le surnageant est utilisé pour le dosage spectrophotométrique avec le réactif DTNB (5,5'-dithiobis-(2-nitrobenzoic acide) à 0,01 M à 412 nm.

Les concentrations du GSH sont dosées par la méthode de **Weckbecker et Cory, (1988)** et exprimées en µM/ mg de protéines.

- **Étude histologique de l'anatomie de la racine et de la feuille de *T.durum***

• **Échantillonnage**

Nous avons prélevé, au niveau des zones médianes des racines, des sections d'une longueur de 1 à 2 cm. Quant aux feuilles, nous avons prélevé des feuilles jeunes. Aussitôt prélevés, les échantillons sont mis dans l'eau distillée afin d'éviter leur dessèchement.

• **Réalisation des coupes anatomiques et coloration**

Nous avons réalisé les coupes, au niveau de la structure primaire, selon la technique manuelle, dite, à main levée. Puis nous avons procédé à la coloration des sujets, selon la technique de la double coloration (carmino-vert de Mirande) conformément aux étapes suivantes (**Zaffran, 1998**):

- ❖ À l'aide d'une lame de rasoir, nous avons découpé les sections d'organes étudiés, en plusieurs tranches fines. Puis, nous avons choisi parmi elles, les plus fines et conformes.
- ❖ Les tranches obtenues sont mis dans un verre de montre, contenant de l'eau de javel (détruire le contenu cellulaire et préserve les parois pecto-cellulosiques).
- ❖ Ensuite, elles sont transférées vers un 2^{ème} verre de montre contenant de l'eau distillée (élimination de l'eau de javel en excès).
- ❖ Puis, elles sont mises dans un 3^{ème} verre de montre dans de l'acide acétique (1%), pendant 2 minutes, pour éliminer toute trace d'eau de javel et favoriser la coloration (mordant cellulaire).
- ❖ On procède à la coloration des coupes dans un 4^{ème} verre de montre contenant du vert d'iode (colore les tissus lignifiés morts en vert) et du carmin aluné (colore les tissus vivant, et développe la couleur rouge avec la cellulose) en parts égales.
- ❖ Après coloration, les échantillons sont mis dans de l'alcool (70%) (remplace l'eau contenue dans les cellules et conserve ainsi les coupe obtenues).

• **Visualisation et photographie**

Après avoir mis les échantillons entre lame et lamelle, dans une goutte de glycérine, nous avons procédé à la visualisation sous microscopie optique. Ce dernier est équipé d'appareil photocouleur, avec laquelle, nous avons réalisé les prises de photos des coupes histologiques.

• **Mensurations**

Les photos récupérées ont été traitées avec deux logiciels de mesures : Mesurim et Piximètre.

- **Analyse des résidus de pesticides chez *T.durum***

L'analyse des résidus de pesticides est effectuée au sein du laboratoire de Contrôle et d'analyse des résidus de pesticides au niveau du ministère de l'agriculture de Tunisie en Tunisie.

Dans cette partie de la thèse, nous nous sommes intéressés à étudier la bioaccumulation des sulfonilurées chez *T.durum* en analysant les résidus des deux herbicides utilisés chez les deux variétés de blé dur « Semito » et « Cirta » par la technique de chromatographie liquide couplée à la spectrophotométrie de masse en tandem (LC-MS/MS) et selon la méthode de QuEChERS modifiée et normalisée (NFEN 15662/ 2009).

• **Mise en culture et échantillonnage :**

Pour réaliser cette analyse, il fallait un poids de 50 g par échantillon au minimum, c'est pourquoi nous avons effectué la même mise en culture présentée précédemment, mais avec six répétitions pour chaque concentration de chaque variété et de chaque traitement herbicide appliquée. En plus des témoins, seules les plus fortes concentrations ont été utilisées (C3).

Après 14 jours de traitement, et pour chaque concentration, les feuilles de blé dur ont été soigneusement prélevées, pesées et bien conservées dans des sacs de congélation étiquetés. Ils ont été rapidement mis dans un congélateur à -18°C. Nous les avons ensuite transportés au laboratoire d'analyse dans une glacière. Une fois au laboratoire, les échantillons ont été rapidement préparés. Le tableau 6, représente la quantité de chaque matière active des deux molécules étudiées, Cossack^{OD} et Sekator^{OD} :

Tableau 6. La teneur en matières actives pour chaque concentration utilisée des deux molécules herbicides.

Produits	Concentrations	Matières actives	Teneur (ppm)
CossackOD	T = 0 nmol	Iodosulfuron-méthyl-sodium	0 ppm
		Mésosulfuron-méthyl-sodium	0 ppm
		Méfenpyrdiéthyl	0 ppm
	C3 = 169 nmol	Iodosulfuron-méthyl-sodium	0,562 ppm
		Mésosulfuron-méthyl-sodium	0,562 ppm
		Méfenpyrdiéthyl	1,67 ppm
SekatorOD	T = 0 nmol	Iodosulfuron-méthyl-sodium	0 ppm
		Amidosulfuron	0 ppm
		Méfenpyrdiéthyl	0 ppm
	C3 = 225 nmol	Iodosulfuron-méthyl-sodium	0,275 ppm
		Amidosulfuron	1,1 ppm
		Méfenpyrdiéthyl	2,81 ppm

• Présentation et description de la méthode QuEChERS

La méthode QuEChERS est une technique d'extraction à part entière car elle a pris une place importante dans l'analyse de polluants dans l'environnement.

Cette technique récente, a été proposée par **Anastassiades *et al.***, en **2003**. QuEChERS est l'acronyme en anglais de *Quick, Easy, Cheap, Effective, Rugged and Safe*, qui se traduit en français par rapide, facile, peu cher, efficace, robuste et sûre. Cette approche a considérablement simplifié la mise au point de méthodes multi-résidus de pesticides dans les fruits, les légumes, les produits céréaliers ou les échantillons liquides complexes comme le vin, le thé, le café etc. La première méthode multi-résidus de grande échelle utilisant cette approche a conduit à la détermination de 229 pesticides dans les fruits et les légumes par **Lehotay *et al.***, en **2005**.

Initialement, l'extraction QuEChERS a été conçue pour l'analyse de résidus de pesticides dans les fruits et légumes qui présentent une teneur élevée en eau. Elle est basée sur une extraction de 10 ou 15 g d'échantillon à forte teneur en eau et un solvant organique (typiquement de l'acétonitrile), à raison de 1 ml de solvant pour 1 g d'échantillon. Des sels (comme de l'acétate de sodium) ou des tampons sont ensuite ajoutés en excès, ce qui va permettre :

- de diminuer la solubilité des analytes dans la phase aqueuse pour permettre un transfert plus efficace vers la phase organique.
- de favoriser la séparation liquide-liquide.

Après centrifugation, la phase organique contenant les analytes, est récupérée. Elle peut être ensuite purifiée si nécessaire, et l'eau en excès éliminée, lors d'une étape unique d'extraction en phase solide et en mode dispersif (d-SPE) qui consiste à mélanger l'extrait organique avec du sulfate de magnésium anhydre (MgSO₄) et des supports de type amines primaires et secondaires (PSA, de l'anglais *Primary and Secondary Amine*).

Le principal avantage de cette technique, en plus de sa rapidité et de sa simplicité de mise en œuvre, est la possibilité d'analyser directement l'extrait final par GC/MS ou par LC/MS/MS après dilution si nécessaire.

S'il s'agit de denrées alimentaires contenant des cires ou une quantité de matières grasses importantes (céréales, noix, produits laitiers... etc.), de la phase silice greffée C18 en poudre sera ajoutée en plus du MgSO₄ et du PSA.

Le PSA seul ne permet pas d'éliminer ce type de composés. L'emploi de noir de carbone graphité (GCB, de l'anglais *Graphite Carbon Black*) permet une élimination efficace et il est ajouté en même temps que le PSA (Figure 18) (**Cotton, 2015**).



Figure 18. Effet de l'emploi croissant de GCB sur un extrait QuEChERS d'épinard (Illustration tirée de la plaquette commerciale Waters).

La méthode QuEChERS a été utilisée dans de nombreuses applications pour la détection de polluants environnementaux et plus généralement des pesticides tant sur des matrices solides comme les fruits (Gilbert-Lopez *et al.*, 2012 ; Cherta *et al.*, 2013 ; Walarczyk et Drozdzyński, 2011), les légumes (Garrido Frenich *et al.*, 2008), les céréales (Lacina *et al.*, 2012), les épices (Lee *et al.*, 2011), les olives (Gilbert-Lopez *et al.*, 2010), le miel (Tomasini *et al.*, 2012) que sur des matrices liquides comme le thé (Shoeibi *et al.*, 2013) ou les jus de fruits (Romero-Gonzalez *et al.*, 2008). Ce procédé a également été accrédité par les instances européennes et américaines et fait partie des techniques standards des laboratoires agroalimentaires pour l'analyse de résidus.

La méthode QuEChERS a révolutionné la préparation des échantillons solides à haute teneur en eau ou des liquides complexes grâce à un procédé innovant d'extraction liquide-liquide couplée à une purification en une étape, à l'aide d'une extraction sur phase solide dispersive (Cotton, 2015).

- **Préparation des échantillons et Processus d'extraction selon la méthode de QuEChERS**

Les étapes de préparation requièrent de la rigueur et la maîtrise des manipulations de base dans les laboratoires à savoir les pesées, les dilutions, les centrifugations ainsi que les respects des règles de sécurité et de maintien de propreté dans les laboratoires. En outre, la vérification des résultats requiert de la rigueur dans l'interprétation des chromatogrammes et de la maîtrise des logiciels accompagnant la LC-MS/MS.

Pour commencer, les échantillons ont été coupés en petits morceaux et broyés à froid pour mieux conserver les pesticides. Après chaque broyage on rince le couteau et la planche avec de l'acétone et l'eau distillée pour éviter la contamination entre chaque échantillon.

Après broyage, nous avons effectué la pesée des échantillons, afin d'entamer l'étape de l'extraction avec trois répétition des Taux de Récupération (TR%) et de chaque échantillon.

NB : les TR sont les échantillons témoin qui ne contiennent pas de pesticides et qui seront par la suite dopés avec des solutions de pesticides à une concentration donnée afin de calculer le taux de récupération.

- On prélève 10 g de chaque échantillon dans un tube à centrifuger (avec bouchon à vis). On effectue une dilution 1/50, c'est-à-dire on ajoute un volume de 200 µl d'eau distillée dans chaque tube.



Figure. 19 : Mise des échantillons dans des tubes à centrifuger.

- Pour les échantillons des TR, on les dope avec les solutions de pesticides préparées à des concentrations données.
- On ajoute 10 ml de l'acétonitrile dans chaque tube de la série à analyser.
- Rapidement, On secoue les tubes pendant 1 minute à l'aide d'un vortex. C'est la première étape d'extraction.
- Après l'addition des sels près à utiliser, on secoue les tubes une autre fois pendant une minute.



Figure.20 : Tube d'extraction contenant les sels.

- On place les tubes dans une centrifugeuse pendant 5 minutes à 3500 tours/min. C'est la deuxième étape d'extraction avec une phase de séparation.

- On prend 6 ml du surnageant et on l'ajoute à un tube de purification à usage unique qui contient $MgSO_4$, les PSA et le GCB (les plantes de blé dur contiennent des teneurs élevées de chlorophylles).



Figure.21 : Tube de purification ($MgSO_4$ /PSA/GCB)

- On secoue les tubes à l'aide d'un vortex pendant 2 minutes.
- On passe à la deuxième centrifugation pendant 5min et à 3500 tours/min.
- On prélève 4ml de surnageant, et on les met dans des tubes vides.
- On ajoute 40 μ l d'acide formique (5%) dans l'acétonitrile dans chaque tube (10 μ l/ml d'extrait), afin de stabiliser l'extrait et conserver les pesticides et éviter leur dégradation. (3.13 EN 15662 : 2008 en Annexe).
- Après la stabilisation, on filtre les extraits.



Figure.22 : Seringue de filtration.

- Enfin, on prépare les vials d'injection, et on effectue une dilution. Dans chaque vial, on met 20% d'eau distillée et on ajoute 80% d'extrait nettoyé et acidifié pour avoir un volume final de 1ml.



Figure. 23 : une Vial d'injection.

- Les extraits des échantillons sont enfin prêts pour la détermination multi-résiduelle par la LC-MS/MS.

La figure 24, représente le mode opératoire schématique standard pour un échantillon de 10g selon la Norme EN 15662 : 2008 (F).

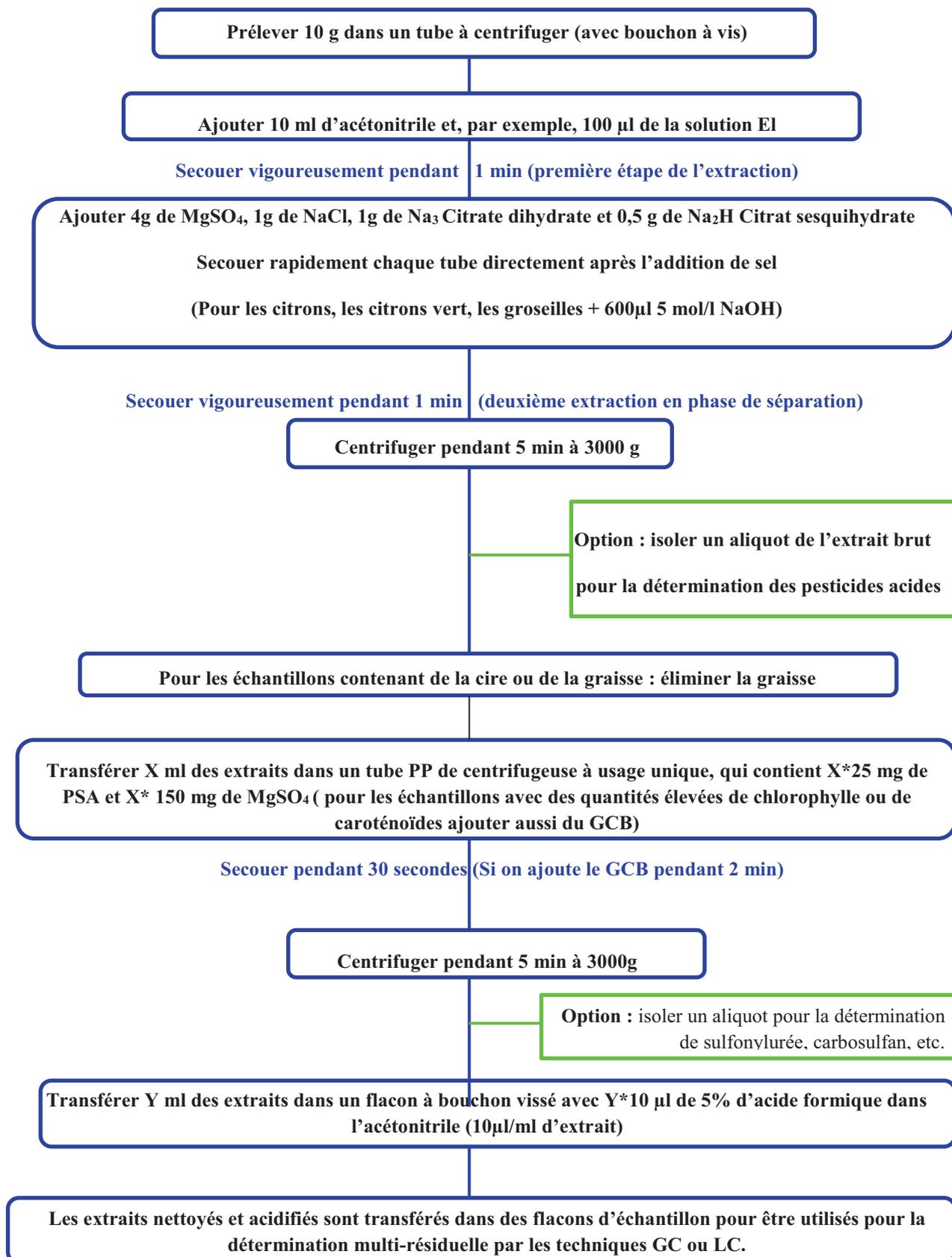


Figure 24. Mode opératoire schématique de la méthode QuEChERS modifiée

(EN 15662:2008)

- **La détermination des résidus de pesticides par la LC-MS/MS**

- ✚ **Préparation des solutions mères :**

- Sortir le standard de référence de son emplacement de conservation et laisser revenir à température ambiante.
- Rincer une fiole en verre de 10 ml propre à l'acétone et la sécher.
- Contrôler la balance avec un poids de 20 mg pour s'assurer de l'exactitude de la balance et noter les résultats.
- Peser entre 10 et 50 mg du standard de référence directement dans une fiole et noter cette pesée.
- Ajouter un volume précis d'Acétonitrile (ACN) pour obtenir une solution de concentration à environ 1g/l, soit **1000 ppm**.

$$V_{(ml)} = \text{masse} * \text{la pureté de l'item de référence}$$

- Fermer rapidement la fiole.
- Procéder à une solubilisation à l'ultrason pendant quelques minutes et laisser ensuite reposer environ 30 minutes.
- Verser le contenu de la fiole dans un flacon pour faciliter l'utilisation du mélange.
- Étiqueter le flacon : l'étiquette porte les informations suivantes : Nom de la substance active, concentration, solvant de dilution, date de préparation, date de péremption, visa et la température de conservation

- ✚ **Préparation du mélange :**

On prépare un mélange des molécules des pesticides à trois concentrations :

- Une solution de travail dont la concentration est de 10 ppm est préparée à partir des solutions mères des standards analytiques nécessaires de concentration 1000 ppm.
- Une concentration de 2 ppm préparée à partir du premier mélange de concentration 10 ppm.
- Une concentration de 1 ppm est préparée à partir de la seconde préparation de concentration 2 ppm.
- Une dernière concentration de 200 ppb est préparée à partir de la concentration 1 ppm.

Elles serviront pour le dopage.

✚ Détermination des TR% et de la LQ

➤ La limite de quantification

La limite de quantification d'une méthode est la concentration minimale qui peut être quantifiée à l'aide d'une méthode d'analyse avec une fiabilité définie. C'est la concentration équivalente à 10 fois l'écart type obtenu lors de l'établissement de la Limite de Détection d'une Méthode (LDM).

$$\text{LQM} = 10 \times s$$

Où LQM : limite de quantification d'une méthode;

s: écart type.

Note : Lors de l'analyse d'échantillons, les résultats d'analyse inférieurs à la limite de quantification doivent être interprétés en considérant que l'incertitude associée à la mesure est plus grande.

Selon l'agence nationale de sécurité sanitaire de l'alimentation, de l'environnement et du travail (**Anses, 2014**), Les limites de quantification (LQ) des substances actives du Cossack^{OD} et du Sekator^{OD}, ainsi que leurs métabolites respectifs, dans les différents milieux sont représentées dans le tableau 07.

Tableau 07. Les limites de quantification et les métabolites des substances actives du Cossack^{OD} et du Sekator^{OD} (Anses, 2013, 2014).

Substances actives	Matrices	Composé analysé (métabolites)	LQ	
Iodosulfuron-méthyl-sodium	Plantes	Iodosulfuron-méthyl-sodium	0,01 mg/kg	
	Sol	Iodosulfuron-méthyl-sodium	0,01 µg/kg	
		Metsulfuron-méthyl (AE F075736)	0,01 µg/kg	
	Eau de boisson et de surface	Iodosulfuron-méthyl-sodium	0,05 µg/kg	
		Metsulfuron-méthyl (AE F075736)	0,05 µg/kg	
	Air	Iodosulfuron-méthyl-sodium	1,05 µg/m ³	
Mesosulfuron-méthyl	Plantes	Mesosulfuron-méthyl	0,01 mg/kg (matrice sèche, méthode de confirmation à fournir)	
	Sol	Mesosulfuron-méthyl	0,1 µg/kg	
	Eau de boisson et de surface	Mesosulfuron-méthyl	0,05 µg/L	
	Air	Mesosulfuron-méthyl	12 µg/m ³	
Amidosulfuron-méthyl	Plantes riches en graisses		Amidosulfuron	0,01 mg/kg
	Céréales		Amidosulfuron	0,01 mg/kg
	Denrées d'origine animale	Muscle, Foie, Graisse et Reins	Amidosulfuron	0,01 mg/kg
			Desméthyl-amidosulfuron (AE F101630 ¹¹)	0,01 mg/kg
		Lait et oeufs	Amidosulfuron	0,005 mg/kg
			Desméthyl-amidosulfuron (AE F101630)	0,005 mg/kg
	Sol		Amidosulfuron	0,05 µg/kg
	Eau	Eau de boisson	Amidosulfuron	0,05 µg/L
		Eau de surface	Amidosulfuron	0,05 µg/L
	Air		Amidosulfuron	1 µg/m ³
	Méfénpyrdiéthyl	Plantes	Méfénpyr-diéthyl	0,01 mg/kg (matrice sèche)
AE F094270°			0,01 mg/kg (matrice sèche)	
Denrées d'origine animale (muscle, foie, graisse et reins, lait)		Méfénpyr-diéthyl	0,01 mg/kg	
		AE F113225 ⁷	0,01 mg/kg	
Sol		Méfénpyr-diéthyl	0,005 mg/kg	
		AE F094270	0,005 mg/kg	
Eau de boisson et de surface		Méfénpyr-diéthyl	0,05 µg/L	
		AE F094270	0,01 µg/L	
		AE F113225	0,01 µg/L	
Air		Méfénpyr-diéthyl	8µg/m ³	

La LQ reportée est la plus faible s'il existe plusieurs méthodes validées pour une même matrice.

➤ Le pourcentage de récupération

Le pourcentage de récupération permet d'identifier, pour un échantillon donné ou un type de matrice donné et à un niveau de concentration donné, la présence d'interférence potentielle lors du processus d'analyse.

Le taux de récupération correspond à la différence (en pourcentage) entre la concentration mesurée d'un échantillon fortifié et la concentration mesurée du même échantillon non fortifié, divisée par la concentration de la substance ajoutée. Ce rapport tient compte de la transformation chimique qui s'est produite, s'il y a lieu. Un minimum de cinq essais est demandé pour l'évaluation d'une méthode d'analyse.

Méthode de calcul du taux récupération : Dans la zone quantifiable de la méthode, analyser cinq échantillons réels. Ajouter une concentration d'au moins 50 % et d'au plus 100 % de la concentration réelle de la substance à doser.

$$\text{Taux de Récupération (\%)} = (C_f - C/C_a) \times 100$$

Où C_f : concentration mesurée d'un échantillon fortifié;

C : concentration mesurée d'un échantillon non fortifié;

C_a : concentration de la substance ajoutée.

Dans ce travail, le taux de récupération est déterminé à partir d'une matrice surchargée, obtenue, en ajoutant une quantité connue d'items de références à une quantité connue de matrice biologique (taux de surcharge). Le taux de surcharge de la matrice est en général égal à la limite de quantification (LQ).

La surcharge de la matrice (dopage) à partir d'une solution fille de concentration connue (2 ppm, 1 ppm, 200 ppb) et par un volume de surcharge en (μ l).

Les volumes prélevés des trois préparations sont déterminés selon la règle suivante :

$$C_1V_1 = C_2V_2$$

Avec C_1 : concentration initiale / V_1 : Volume à prélever (ml) / C_2 : concentration finale / V_2 : Volume final (ml).

Nous avons pris trois concentrations : 10 ppb, 50 ppb et 100 ppb, préparées à partir des solutions filles de 200 ppb, 1ppm et 2 pmm respectivement. Pour un volume de surcharge de 500 μ l, qu'on ajoutera au tube de centrifugation destiné au calcul des TR.

Les standards analytiques ou les molécules des pesticides à analyser utilisés pour le dopage de la matrice pour ce projet sont au nombre de trois molécules qui sont : L'Iodosulfuron-méthyl-sodium, le mésosulfuron-méthyl et le méfenpyrdiéthyle.

La quatrième matière active « l'amidosulfuron » n'a pas été analysée à cause de sa non disponibilité au sein du laboratoire.

Enfin, le mélange de dopage (10 ppm) des trois matières actives des sulfonilurées à analyser contient un volume de 100 µl de chaque solution fille.

Après corrections par les étalons, les courbes d'étalonnage sont linéaires ($R^2 > 0,9791$) dans la gamme de concentrations étudiées. Cette linéarité des réponses aux injections des étalons des matières actives : l'idosulfuron-méthyl-sodium, le mésosulfuron-méthyl et le méfenpyrdiéthyl. (Voir Annexe)

L'influence de l'environnement sur les étapes d'extraction est négligeable. Les solutions standards sont conservées au congélateur par précaution. La LC-MS/MS utilisée est placée dans une salle thermostatée, afin d'éviter d'éventuelles perturbations des réponses du détecteur MS-MS susceptible d'être influencé par la température du milieu ambiant.

Tableau 08. Les conditions d'utilisation de la chromatographie liquide couplée à la spectrophotométrie de masse en tandem (LC-MS/MS).

Appareillage	LC -MS/MS SHIMADZU 8030 
Chromatographie Liquide	
Colonne	marque : Inertsil ODS-3 Longueur : 100 mm Diamètre interne : 2 mm Taille des particules : 3µm
Débit de la phase mobile	0.2 mL/min
Température four / colonne	40 ⁰ c
Phase mobile en gradient d'éluion	Gradient 20% Me OH, 80%H ₂ O avec 0.5 mMol/l acétate d'ammonium
Volume d'injection	10 µl
Spectrométrie de masse (MS)	
Débit de gaz nébuliseur	3 l/min
Débit de gaz de séchage	1.5 l/min
Température de la source	400 ⁰ c
Gaz de collision	argon à 230 KPa
Type d'impact	Electro Spray Ionisation (ESI)
Logiciel utilisé	Lab solutions

- **Définition réglementaire des résidus des substances actives analysées**

- **Mesosulfuron-méthyl**

D'un point de vue réglementaire, le résidu pour la surveillance et le contrôle, est défini dans les plantes comme le mesosulfuron-méthyl exprimé en mesosulfuron. Aucune définition du résidu n'a été fixée dans les produits d'origine animale.

- **Iodosulfuron-méthyl-sodium**

D'un point de vue réglementaire, le résidu pour la surveillance et le contrôle est défini dans les plantes comme l'iodosulfuron-méthyl incluant ses sels, exprimés en iodosulfuron-méthyl. Aucune définition du résidu n'a été fixée dans les produits d'origine animale.

- **Méfenpyr-diéthyl**

L'Autriche et la France ont proposé de définir le résidu pour la surveillance et le contrôle dans les graines de céréales comme la somme du méfenpyr-diéthyl (AE F107892) et de son métabolite AE F094270 exprimé en méfenpyr-diéthyl et, dans les produits d'origine animale comme la somme du méfenpyr-diéthyl (AE F107892) et de son métabolite AE F113225 exprimé en méfenpyr-diéthyl (Anses, 2014).

- **Amidosulfuron**

D'un point de vue réglementaire, le résidu pour la surveillance et le contrôle est défini comme l'amidosulfuron dans les plantes et comme la somme de l'amidosulfuron et du desméthyl-amidosulfuron (AE F101630) exprimé en amidosulfuron dans les produits d'origine animale (Anses, 2013).

- **Méthodes statistiques d'analyse et de traitement des données :**

Pour chaque paramètre mesuré, trois répétitions ont été analysées (n=3). Les résultats correspondant aux moyennes de ces différentes mesures +/- l'erreur standard.

Afin de tester la significativité des différences de moyennes pour chaque variable nous avons utilisé les tests statistiques suivants :

- **Le test t de STUDENT pour échantillons indépendants.**

Le test t de STUDENT consiste à comparer les moyennes des deux populations à l'aide des données de deux échantillons indépendants (Dagnelie, 2009).

Ce test a été utilisé pour comparer les moyennes entre les différentes concentrations des deux produits herbicides le Cossack^{OD} et le Sekator^{OD} pour tous les paramètres mesurés.

La comparaison a été effectuée pour chaque variété de blé dur et ceci, chaque fois, pour tous les temps ; les quatre temps (48h, 72h, 96h et 120h) des paramètres mesurés chez la culture en boîtes de Pétri et après 14 jours de traitement pour la culture en pots.

La réalisation du test t de **STUDENT** a été faite soit en comparant la valeur de t_{obs} observée avec la valeur théorique $t_{1-\alpha/2}$ triée à partir de la table t de STUDENT pour un niveau de signification $\alpha = 0,05$ et pour un certain nombre de degrés de liberté (ddl), soit en comparant la valeur de la probabilité P avec le niveau $\alpha = 0,05$.

Dans le premier cas on a considéré qu'il existe des différences significatives entre les deux moyennes si la quantité t_{obs} était supérieure ou égale à la valeur $t_{1-\alpha/2}$ ($t_{obs} \geq t_{1-\alpha/2}$) et dans le deuxième cas on a considéré qu'il existait des différences significatives si la valeur de P était inférieure ou égale à la valeur $\alpha = 0,05$ ($p \leq \alpha = 0,05$). Les deux méthodes aboutissent aux mêmes résultats.

Il y a lieu de signaler que tous les calculs sont effectués à l'aide du logiciel MINITAB version 16.0.

- **Le test de l'analyse de la variance (ANOVA).**

Le test d'analyse de la variance à un critère ou à un facteur de classification consiste à comparer plus de deux moyennes de plusieurs populations à partir des données d'échantillons aléatoires simples et indépendants (**Dagnelie, 2009**).

La réalisation du test se fait soit en comparant la valeur de F_{obs} avec une valeur théorique $F_{1-\alpha}$ extraite à partir de la table F de FISHER pour un niveau de signification $\alpha = 0,05$ ou 0,01 ou 0,001 et pour k_1 et k_2 degrés de liberté, soit en comparant la valeur de la probabilité P avec toujours les différentes valeurs de $\alpha = 5\%$ ou 1% ou 0,1%. Selon que cette hypothèse d'égalité des moyennes est rejetée au niveau $\alpha = 0,05$, 0,01 ou 0,001, on dit conventionnellement que l'écart observé est significatif, hautement significatif ou très hautement significatif. On marque généralement ces écarts d'un, deux ou trois astérisques (**Dagnelie, 2009**).

Pour chacun des paramètres suivant : PG, NMR, LMR et LMT, nous avons réalisé le test de la variance à trois critères de classification par la comparaison des moyennes, entre concentrations, entre variété et entre chaque temps pour chacun des herbicides Cossack^{OD} et Sekator^{OD}.

Tandis que pour les paramètres tel que l'IG, la VG, LMF et SF, ainsi que les paramètres physiologiques, biochimiques et les mensurations des coupes histologiques, nous avons réalisé le test de la variance à deux critères de classification, en comparant les moyennes des deux variétés Semito et Cirta et les différentes concentrations des deux sulfonylurées le Cossack^{OD} et le Sekator^{OD}.

Les calculs de ce test ont été réalisés à l'aide du logiciel d'analyse statistique MINITAB version 16.0.

- **Le test de TUKEY**

Lorsqu'à l'issue d'un test de l'analyse de la variance et pour des facteurs fixes on est amené à rejeter l'hypothèse d'égalité de plusieurs moyennes, dans ces conditions la question de rechercher et de localiser les inégalités se pose. De nombreuses solutions ont été proposées pour répondre ou tenter de répondre à cette question (**Dagnelie, 2009**).

Ces solutions sont regroupées sous l'appellation générale de méthodes de comparaisons particulières et multiples de moyennes. Le choix entre les différentes approches dépend de façon très large de la nature qualitative ou quantitative des facteurs considérés et de l'objectif qui a été fixé ou qui avait dû être fixé au moment où la collecte des données a été décidée (**Dagnelie, 2009**).

La méthode de Tukey est une méthode qui s'applique en une seule étape, et qui est, de ce fait, d'une utilisation très facile. Elle consiste à comparer toutes les paires de moyennes à une valeur critique qui correspond à la plus petite amplitude de Newman et Kews calculées pour lots (**Dagnelie, 2009**).

Cette méthode a été utilisée pour rechercher les groupes de lots homogènes et ceci pour chacune des caractéristiques mesurées. Les calculs ont été réalisés à l'aide du logiciel d'analyse et de traitement statistique des données MINITAB version 16.0.

- **Le test de DUNNETT**

Le test de Dunnett est utilisé lorsqu'on souhaite comparer les moyennes de plusieurs lots à la moyenne d'un lot témoin ou de référence. Ce test est toujours utilisé après avoir rejeté l'hypothèse d'égalité de plusieurs moyennes par l'analyse de la variance pour un facteur fixe. Le principe de ce test consiste à calculer, chaque fois, la plus petite différence significative (P.P.D.S.) entre une moyenne d'un lot quelconque et la moyenne du lot de référence à partir de la relation suivante :

$$d1 - \alpha/2\sqrt{2CM/n}$$

Et de rejeter l'hypothèse d'égalité des deux moyennes chaque fois que la différence en valeur absolue entre les deux moyennes est supérieure ou égale à cette P.P.D.S. (**Dagnelie, 2009**).

Les valeurs de $d1 - \alpha/2$ se trouvent dans des tables spéciales proposées par Dunnett. Elles sont exprimées en fonction des moyennes à comparer au témoin et du nombre des degrés de liberté du carré moyen (CM) qui a servi de base de comparaison lors de l'analyse de la variance.

Tandis que n représente le nombre de données (ou répétitions) qui ont servi à calculer chacune de ces moyennes (**Dagnelie, 2009**).

Les calculs ont été effectués pour chaque caractéristique étudiés en utilisant toujours le logiciel MINITAB version 16.0.

- **Le test de FRIEDMAN**

Le test de **FRIEDMAN** est un test non paramétrique de comparaison de plusieurs populations. Il s'applique au cas de plusieurs échantillons non indépendants (**Dagnelie, 2009**).

Son principe consiste à calculer une quantité observée appelée X^2_{obs} et à la comparer à une valeur théorique $X^2_{1-\alpha}$ extraite à partir des tables de PEHRSON pour un niveau de signification $\alpha = 0,05$ et pour k degrés de liberté (**Dagnelie, 2009**).

Comme il est aussi possible de comparer la valeur de la probabilité P avec le niveau de signification $\alpha = 0,05$. Ce test a été appliqué pour comparer, entre les quatre temps (48, 72, 96 et 120h), l'identité des populations pour le PG (%G), NMR, LMR et LMT. Ces comparaisons ont été effectuées pour chacune des quatre concentrations de chacun des deux herbicides.

Dans ce cas également, les calculs ont été réalisés avec le logiciel MINITAB version 16.0.

Résultats

Résultats

L'objectif de ce volet est de présenter les résultats obtenus et les effets observés suite à l'utilisation des deux produits herbicides : le Cossack et le Sekator chez les deux variétés de *Triticum durum* Desf, Semito et Cirta sur différents plans : germinatif, morphologique, physiologique, biochimiques, enzymatiques et histologique.

- Effets des sulfonylurées sur les paramètres germinatifs

• Le pourcentage de germination (PG)

L'étude statistique de base relatifs aux produits herbicides : le Cossack et le Sekator, montre que la moyenne des pourcentages de germination (PG) diminue avec un effet dose dépendant pour les trois concentrations comparativement au témoin chez les deux variétés de blé dur.

Les résultats du test t de Student (tableau 09) montrent qu'il existe des différences significatives entre les moyennes du pourcentage de germination des témoins et des traités avec la concentration C3 de la variété Semito à 48heures, et qu'il n'existe pas de différences significatives pour les traités (C1 et C2).

A 72 et 96 h, aucune différence significative n'a été enregistrée pour les témoins et les traités (C1 et C2). Par contre, il existe toujours des différences significatives ($p = 0,016$) pour les traités avec les C3 des deux produits.

On remarque aussi, que la moyenne de PG des traités avec la C3 du produits Sekator est inférieure à la moyenne de PG des traités avec la C3 du produits Cossack.

À 120 h, il n'existe pas de différences significatives pour toutes les concentrations entre les deux produits herbicides

Les résultats du test t de Student (tableau 10), indiquent qu'à 48 h, on enregistre des différences hautement significatives ($p = 0,003$) pour les témoins T et des différences significatives pour les C1 ($p = 0,023$), les C2 ($p = 0,025$) et les C3 ($p = 0,024$) et que les moyennes des PG des traités avec le Sekator sont supérieures à celles des traités avec le Cossack, chez la variété Cirta.

Pour l'ensemble des temps 72, 96 et 120 h, les moyennes des PG traités avec le Sekator restent toujours supérieures à celles des traités avec le Cossack mais cette différence n'est pas significative pour toutes les concentrations.

Par ailleurs, le test de FRIEDMAN indique pour chacune des deux variétés de *T.durum* : Semito et Cirta, et pour chaque concentration de l'herbicide Cossack des différences significatives entre les quatre temps concernant le pourcentage de germination (tableau 11).

Le tableau 12, représente les résultats du test de FRIEDMAN pour chacune des concentrations de l'herbicide Sekator et pour chacune des deux variétés de *T.durum* : Semito et Cirta, il existe des différences significatives entre les quatre temps concernant le PG, excepté le témoin T de la variété Semito où il n'y a pas de différences significatives ($p = 0,145$).

Les résultats de l'analyse de la variance à trois critères de classification appliquée dans la comparaison entre les différentes concentrations, les différents temps et les deux variétés Semito et Cirta pour le pourcentage de germination (tableau 29 et 30), révèlent qu'avec le traitement par le Cossack, ils existent des différences très hautement significatives ($p = 0,000$) entre les quatre temps (48, 72, 96 et 120 h), et qu'il n'existe pas de différences significatives entre les deux variétés. Par contre, le traitement par le Sekator, montre des différences hautement significatives entre les variétés, entre les concentrations et entre les quatre temps.

Le test de classement des groupes homogènes de TUKEY concernant le traitement par le Cossack (tableau 32) nous a révélé pour le paramètre étudié : le pourcentage de germination, l'existence d'un seul groupe de classement pour les variétés le groupe A qui comprend la V1(Semito) et la V2 (Cirta), et quatre groupes de classement pour les concentrations : D (C3), C (C2), B (C1), A (T) ; c'est-à-dire chaque concentration est différente de l'autre. Et enfin, trois groupes de classement pour les temps : C (48h), B (72h), A (96h et 120h). Donc, les temps 96h et 120h sont identiques entre eux et différents des autres temps.

Pour le traitement avec le Sekator, le test de TUKEY (tableau 33) a permis de mettre en évidence deux groupes différents pour les variétés : B (V1), A (V2), quatre groupes différents pour les concentrations : D (C3), C (C2), B (C1), A (T) et trois groupes différents pour les temps : C (48h), B(72h), A (96h et 120h).

Les résultats du test de DUNETT pour le pourcentage de germination, représentés dans le tableau 36, indiquent que le témoin T est différent des trois autres concentrations C1, C2 et C3, pour les deux produits Cossack et Sekator.

Tableau 09. Test t de Student pour échantillons indépendants appliqué pour comparer entre les deux produits herbicides, le **pourcentage de germination (PG)** obtenus pour chaque temps et chaque concentration chez la variété **Semito** de *T.durum*.

Temps	Concentrations	Produit herbicide	Moyenne	T _{obs}	P
48h	T	Cossack Sekator	53,33 83,3	-3 ,18	0,033 *
	C1	Cossack Sekator	46,7 50,0	-0,38	0,725 N.S
	C2	Cossack Sekator	40,0 30,0	1,22	0,288 N.S
	C3	Cossack Sekator	26,67 13,33	2,83	0,047 *
72h	T	Cossack Sekator	83,33 90,0	-1,00	0,374 N.S
	C1	Cossack Sekator	80,0 70,0	1,22	0,288 N.S
	C2	Cossack Sekator	63,33 50,0	2,00	0,116 N.S
	C3	Cossack Sekator	46,67 20,0	4,00	0,016 *
96h	T	Cossack Sekator	93,33 93,33	0,00	1,000 N.S
	C1	Cossack Sekator	80,0 76,67	0,50	0,643 N.S
	C2	Cossack Sekator	63,33 50,0	2,00	0,116 N.S
	C3	Cossack Sekator	56,67 30,0	4,00	0,016 *
120h	T	Cossack Sekator	96,67 93,33	0,71	0,519 N.S
	C1	Cossack Sekator	86,67 83,33	0,71	0,519 N.S
	C2	Cossack Sekator	56,67 40,0	2,50	0,067 N.S
	C3	Cossack Sekator	2,66 2,66	0,00	1,000 N.S

N.S = pas de différences significatives ($p > 0,05$)

T_{obs}= valeur observée de la variance t de Student

* = il existe des différences significatives ($p \leq 0,05$)

P= Probabilité

** = il existe des différences hautement significatives ($p \leq 0,01$)

*** = il existe des différences très hautement significatives ($p \leq 0,001$)

Tableau 10. Test t de Student pour échantillons indépendants appliqué pour comparer entre les deux produits herbicides, le **pourcentage de germination (PG)** obtenus pour chaque temps et chaque concentration chez la variété **Cirta** de *T.durum*.

Temps	Concentrations	Produit herbicide	moyenne	T _{obs}	P
48h	T	Cossack Sekator	53,33 83,33	-6,36	0,003 **
	C1	Cossack Sekator	46,7 73,33	-3,58	0,023 *
	C2	Cossack Sekator	40,0 63,33	-3,50	0,025 *
	C3	Cossack Sekator	26,67 43,33	-3,54	0,024 *
72h	T	Cossack Sekator	83,33 93,33	-2,12	0,101 N.S
	C1	Cossack Sekator	80,0 80,0	0,00	1,000 N.S
	C2	Cossack Sekator	63,33 73,3	-1,06	0,349 N.S
	C3	Cossack Sekator	46,67 53,33	-1,41	0,230 N.S
96h	T	Cossack Sekator	93,33 99,66	-1,89	0,132 N.S
	C1	Cossack Sekator	80,0 90,0	-1,22	0,288 N.S
	C2	Cossack Sekator	76,67 83,3	-0,71	0,519 N.S
	C3	Cossack Sekator	56,67 63,33	-1,41	0,230 N.S
120h	T	Cossack Sekator	96,67 99,66	-0,90	0,421 N.S
	C1	Cossack Sekator	86,67 93,3	-0,89	0,422 N.S
	C2	Cossack Sekator	83,33 86,7	-0,45	0,678 N.S
	C3	Cossack Sekator	56,67 63,33	-1,41	0,230 N.S

T_{obs}= valeur observée de la variance t de Student

P= Probabilité

N.S = pas de différences significatives ($p > 0,05$)

* = il existe des différences significatives ($p \leq 0,05$)

** = il existe des différences hautement significatives ($p \leq 0,01$)

*** = il existe des différences très hautement significatives ($p \leq 0,001$)

Tableau 11. Test de FRIEDMAN de la comparaison, entre les quatre temps, de l'identité des **pourcentages de germinations (PG)** obtenus pour chacune des quatre concentrations de l'herbicide **Cossack** appliqué sur chacune des deux variétés **Semito et Cirta**.

Concentrations	Variété Semito			Variété Cirta		
	ddl	χ^2_{obs}	P	ddl	χ^2_{obs}	P
T (0 nmol)	3	8,04	0,045 *	3	8,04	0,045 *
C1 (2 nmol)	3	8,25	0,041 *	3	8,25	0,041 *
C2 (4 nmol)	3	8,79	0,032 *	3	8,79	0,032 *
C3 (9 nmol)	3	9,00	0,029 *	3	9,00	0,029 *

ddl = degrés de liberté

χ^2_{obs} = valeur observée de la variable χ^2 du test de FRIEDMAN

P = probabilité

Tableau 12. Test de FRIEDMAN de la comparaison, entre les quatre temps, de l'identité des **pourcentages de germinations (PG)** obtenus pour chacune des quatre concentrations de l'herbicide **Sekator** appliqué sur chacune des deux variétés **Semito et Cirta**.

Concentrations	Variété Semito			Variété Cirta		
	ddl	χ^2_{obs}	P	ddl	χ^2_{obs}	P
T (0 nmol)	3	5,40	0,145 N.S	3	8,25	0,041 *
C1 (3 nmol)	3	8,08	0,044 *	3	8,56	0,036 *
C2 (6 nmol)	3	8,79	0,032 *	3	8,56	0,036 *
C3 (12 nmol)	3	8,79	0,032 *	3	9,00	0,029 *

ddl = degrés de liberté

χ^2_{obs} = valeur observée de la variable χ^2 du test de FRIEDMAN

P = probabilité

La représentation graphique des résultats statistiques obtenus dans le cas du traitement par le Cossack des deux variétés Sémito et Cirta est illustrée sur les figure 25 et 26.

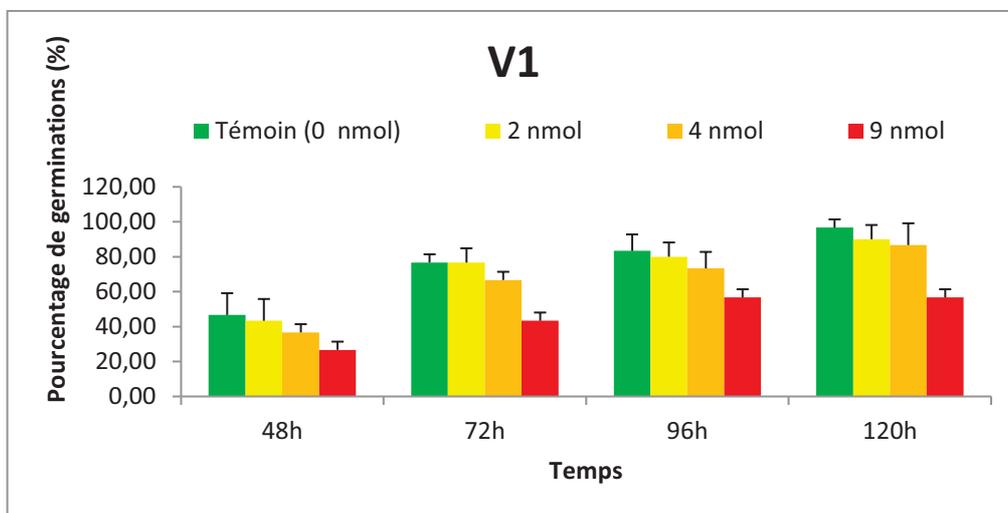


Figure 25. Effets de trois concentrations de Cossack sur le pourcentage de germination de V1: Sémito ($m \pm s$, $n=3$).

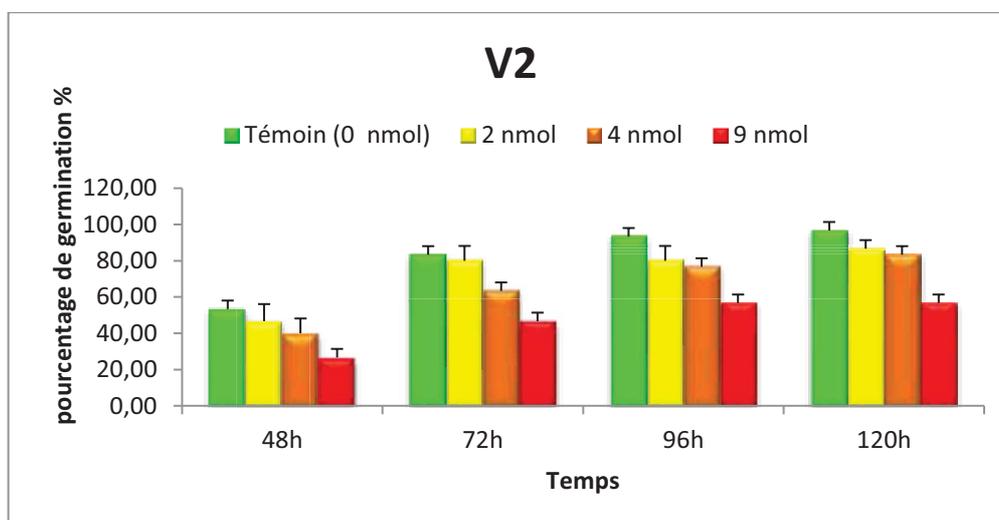


Figure 26. Effets de trois concentrations de Cossack sur le pourcentage de germination de V2: Cirta ($m \pm s$, $n=3$).

La représentation graphique des résultats statistiques obtenus dans le cas du traitement par le Sekator des deux variétés Semito et Cirta est illustrée sur les figure 27 et 28.

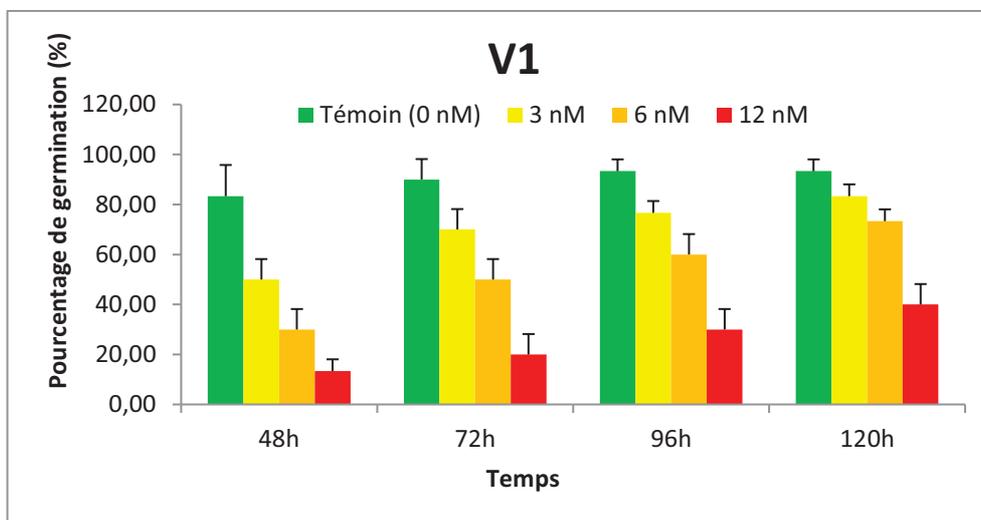


Figure 27. Effets de trois concentrations de Sekator sur le pourcentage de germination de V1: Semito ($m \pm s$, $n=3$).

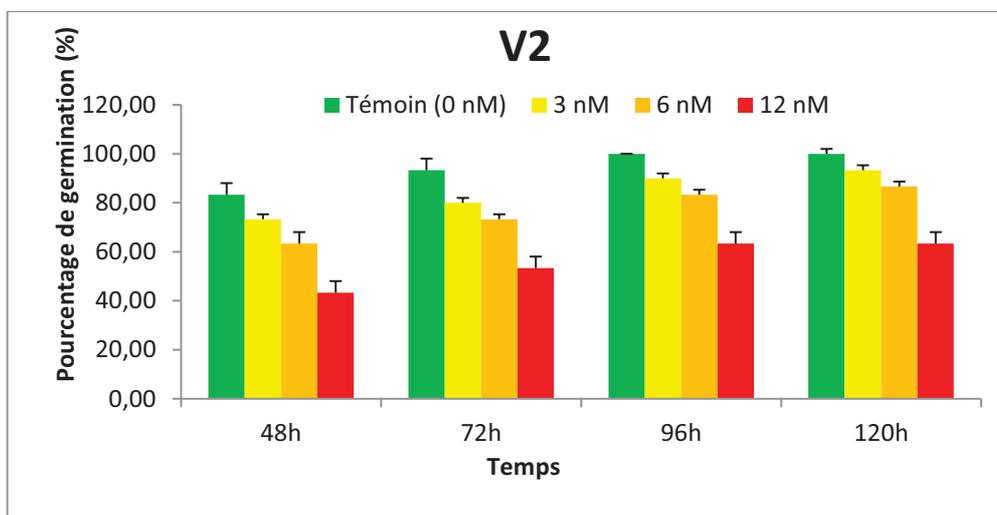


Figure 28. Effets de trois concentrations de Sekator sur le pourcentage de germination de V2: Cirta ($m \pm s$, $n=3$).

- **L'indice de Germination**

Les résultats obtenus concernant l'indice de germination, montrent que les deux produits provoquent une diminution de cet indice chez les deux variétés de *T.durum* : Semito et Cirta.

Les résultats du test t de Student de la comparaison entre les deux herbicides (tableau 13), indiquent que chez la variété Semito, il n'existe pas de différences significatives entre le Cossack et le Sekator pour les témoins T et les concentrations C1 et C2, et que l'indice de germination diminue d'une manière significative ($p = 0,024$) chez les traités (C3) du produit Sekator par rapport aux traités avec la C3 du produit Cossack.

Chez la variété Cirta, on enregistre des différences très hautement significatives entre le T du Sekator et le T du Cossack, et aucune différence significative pour les autres concentrations (C1, C2 et C3) des deux produits.

Les résultats de l'analyse de la variance à deux critères de classification appliquée dans la comparaison entre les différentes concentrations et entre les deux variétés de *T.durum*, soumises aux deux traitements herbicides, sont représentés dans le tableau 31. Ces résultats révèlent qu'il n'existe pas des différences significatives ($p = 0,528$) entre les variétés et qu'il existe des différences très hautement significatives entre les concentrations ($p = 0,000$) pour le traitement avec le Cossack.

L'analyse de la variance à deux critères de classification relatifs au traitement par le produit Sekator, montre qu'il existe des différences très hautement significatives ($p=0,000$) dans la comparaison entre les variétés et les concentrations.

Les résultats du test de TUKEY (tableau 34), indiquent que pour le traitement par le Cossack : il existe un seul groupe de classement pour les variétés ; le groupe A qui comprend la V1 et la V2, qui sont identiques entre elles et quatre groupes de classement pour les concentrations : C (C3), B (C2), AB (C1, T) et A (T). Les concentrations sont donc différentes l'une de l'autre, à l'exception de la C1 qui est identique au témoin T et différentes de la C2 et la C3.

Concernant le traitement par le Sekator, le test de TUKEY (tableau 35) a permis de mettre en évidence l'existence de deux groupes de classement pour les variétés : B (V1), A (V2) : c'est-à-dire les deux variétés sont différentes l'une de l'autre, et trois groupes de classement pour les concentrations : C (C3), B (C2 et C1), A (T). Les concentrations C2 et C1 sont donc identiques entre elles et différentes des autres concentrations.

Le test de DUNETT, énonce qu'avec le traitement par le Cossack, la concentration C1 et le témoin T sont identiques entre eux et différents des autres concentrations, et qu'avec le traitement par le Sekator, le témoin T est différent des trois autres concentrations C1, C2 et C3 (tableau 37).

Tableau 13. Test t de Student pour échantillons indépendants appliqué pour comparer entre les deux produits herbicides, l'indice de germination (IG) obtenu pour chaque temps et chaque concentration chez les deux variétés **Semito** et **Cirta** de *T.durum*.

Variétés	Concentrations	Produit herbicide	Moyenne	T _{obs}	P
Semito	T	Cossack	37,67	-1 ,83	0,141 N.S
		Sekator	44,72		
	C1	Cossack	34,22	-0,14	0,893 N.S
		Sekator	34,67		
C2	Cossack	32,67	1,70	0,165 N.S	
	Sekator	26,83			
C3	Cossack	22,22	3,56	0,024 *	
	Sekator	13,39			
Cirta	T	Cossack	39,83	-8,04	0,000 ***
		Sekator	46,67		
	C1	Cossack	35,78	-1,87	0,135 N.S
		Sekator	42,06		
C2	Cossack	32,44	-1,60	0,184 N.S	
	Sekator	38,17			
C3	Cossack	22,50	-2,12	0,101 N.S	
	Sekator	27,50			

T_{obs}= valeur observée de la variance t de Student

P= Probabilité

La représentation graphique des résultats statistiques obtenus dans le cas du traitement par le Cossack des deux variétés Semito et Cirta est illustrée sur les figure 29 et 30.

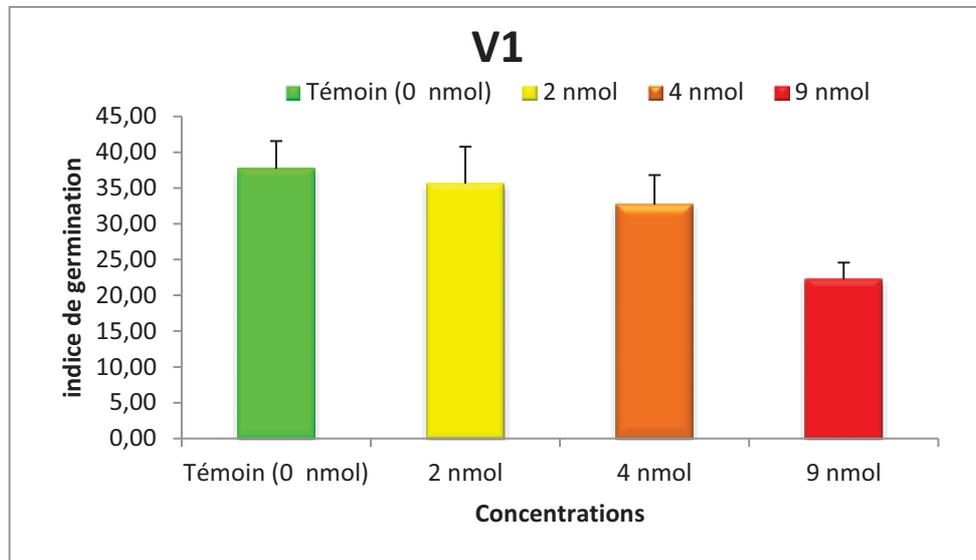


Figure 29. Effets de trois concentrations de Cossack sur l'indice de germination de V1: Sémito ($m \pm s$, $n=3$).

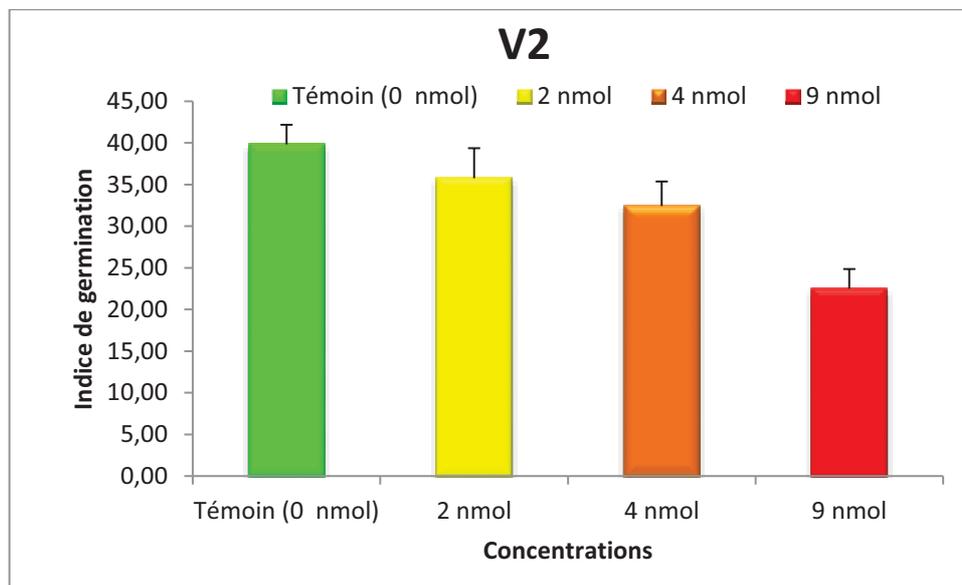


Figure 30. Effets de trois concentrations de Cossack sur l'indice de germination de V2: Cirta ($m \pm s$, $n=3$).

La représentation graphique des résultats statistiques obtenus dans le cas du traitement par le Sekator des deux variétés Sémito et cirta est illustrée sur les figure 31 et 32.

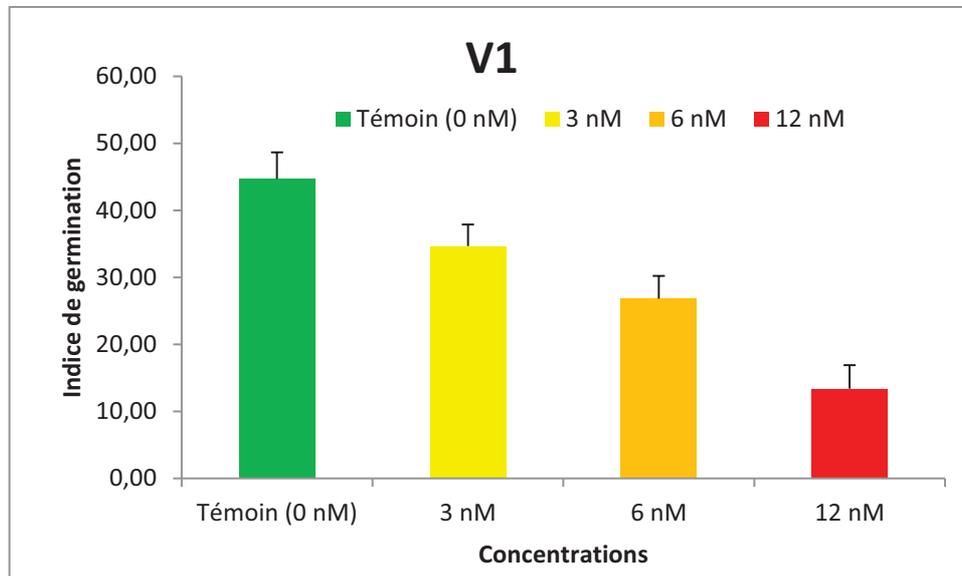


Figure 31. Effets de trois concentrations de Sekator sur l'indice de germination de V1: Semito ($m \pm s$, $n=3$).

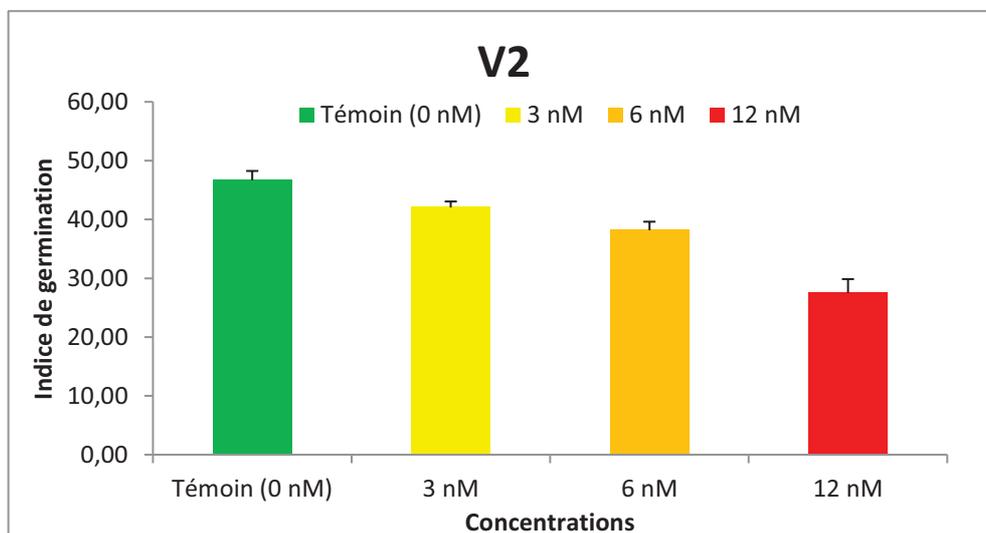


Figure 32. Effets de trois concentrations de Sekator sur l'indice de germination de V2: Cirta ($m \pm s$, $n=3$).

- **La vitesse de germination**

L'étude des paramètres statistiques de base correspondant aux deux herbicides le Cossack et le Sekator, montre que la vitesse de germination diminue pour les trois concentrations, comparativement au témoin chez les deux variétés de blé dur et pour chaque traitement.

Le test t de Student (résultats exprimés dans le tableau 14) indique qu'il existe des différences très hautement significatives ($p = 0,000$) entre les témoins T des deux herbicides et des différences significatives ($p = 0,017$) entre les C3 des deux produits : où la C3 du Sekator exprime la plus faible vitesse de germination. Pour les concentrations C1 et C2, aucune différence significative n'a été observée, chez la variété Semito.

Cependant, chez la variété Cirta, il existe des différences hautement significatives ($p = 0,003$) seulement entre les témoins T des deux herbicides et qu'il n'existe pas de différences significatives pour le reste des concentrations.

Les résultats de l'analyse de la variance à deux critères de classification présentés dans le tableau 31, montrent qu'il n'existe pas de différences significatives ($p = 0,528$) entre les variétés mais qu'il existe des différences très hautement significatives, entre les concentrations lors du traitement avec le Cossack. Par contre, lors du traitement avec le Sekator, on remarque des différences très hautement significatives ($p = 0,000$) entre les variétés et entre les concentrations.

Le tableau 34, représente les résultats du test de TUKEY, pour le lequel on observe concernant le Cossack, l'existence d'un seule groupe de variétés : A (V1, V2), c'est-à-dire que les deux variétés sont identiques entre elles, et quatre groupes de classement pour les concentrations : C (C3), B (C2), AB (C1, T) et A (T). Donc, la C1 est identique au T et la C1 et le T sont tous les deux, différentes des autres concentrations C2 et C3.

Le test de TUKEY, montre que contrairement au traitement précédent, le produit Sekator présente deux groupes de variétés : B (V2) et A (V2), ce qui fait que chaque variété est différente de l'autre et trois groupes de classement pour les concentrations : C (C3), B (C2, C1) et A (T) et que les concentrations C2 et C1 sont identiques entre elles et différentes des autres (tableau 35).

Le test de DUNETT (tableau 37), nous a révélé que le T et la C1 sont différents des autres concentrations pour le Cossack, et que pour le Sekator seulement le T est différent des C1, C2 et C3.

Tableau 14. Test t de Student pour échantillons indépendants, appliqué pour comparer entre les deux produits herbicides, la **vitesse de germination (VG)** obtenue pour chaque temps et chaque concentration chez les deux variétés **Semito et Cirta** de *T.durum*.

Variétés	Concentrations	Produit herbicide	moyenne	T _{obs}	P
Semito	T	Cossack Sekator	8,91 28,17	-12,34	0,000 ***
	C1	Cossack Sekator	7,79 8,41	-0,48	0,656 N.S
	C2	Cossack Sekator	7,62 6,13	1,69	0,166 N.S
	C3	Cossack Sekator	5,32 2,88	3,94	0,017 *
Cirta	T	Cossack Sekator	9,71 11,77	-6,20	0,003 **
	C1	Cossack Sekator	8,73 10,45	-1,87	0,134 N.S
	C2	Cossack Sekator	7,69 9,43	-1,86	0,137 N.S
	C3	Cossack Sekator	5,43 6,79	-2,24	0,089 N.S

T_{obs}= valeur observée de la variance t de Student

P= Probabilité

La représentation graphique des résultats statistiques obtenus dans le cas du traitement par le Cossack des deux variétés Sémito et Cirta est illustrée sur les figure 33 et 34.

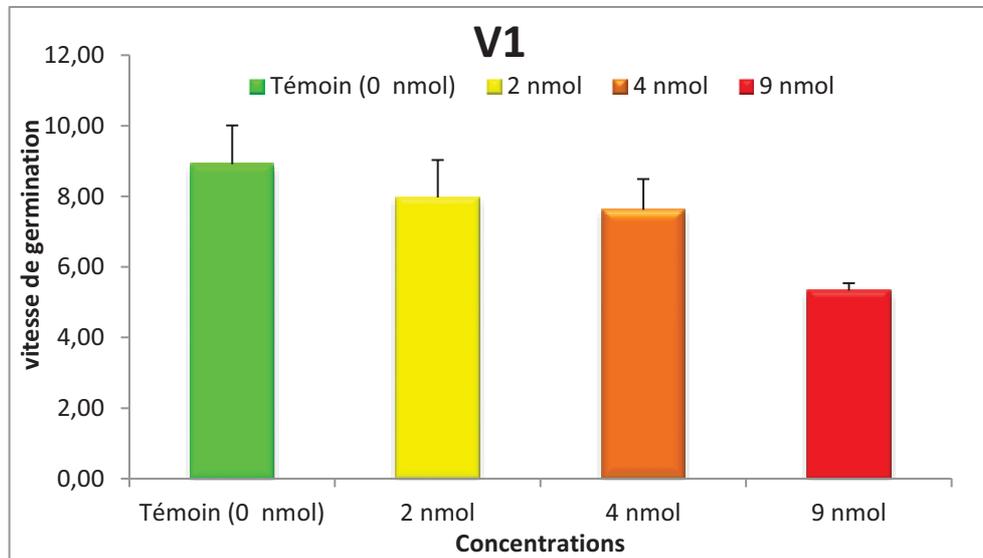


Figure 33. Effets de trois concentrations de Cossack sur la vitesse de germination de V1: Semito ($m \pm s$, $n=3$).

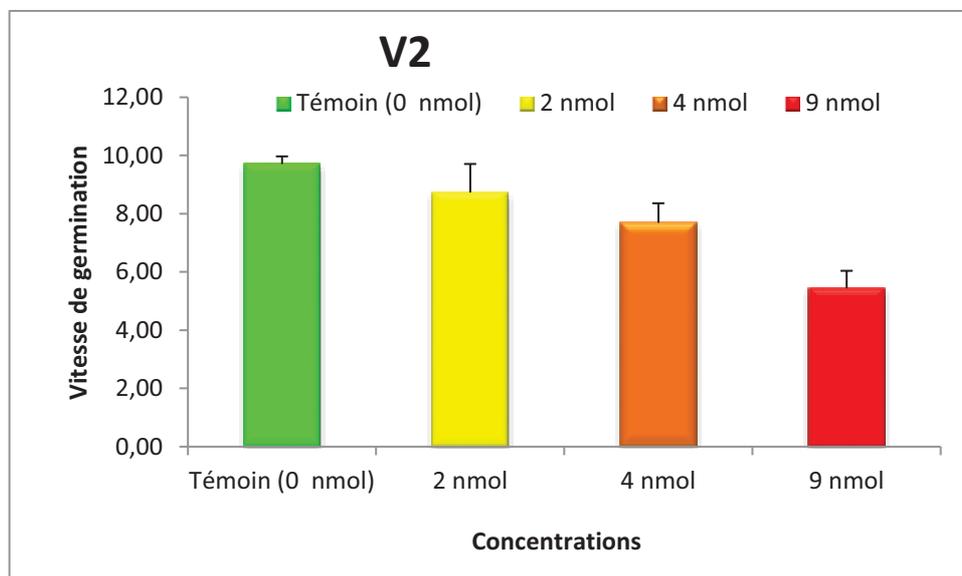


Figure 34. Effets de trois concentrations de Cossack sur la vitesse de germination de V2: Cirta ($m \pm s$, $n=3$).

La représentation graphique des résultats statistiques obtenus dans le cas du traitement par le Sekator des deux variétés Sémito et Cirta est illustrée sur les figure 35 et 36.

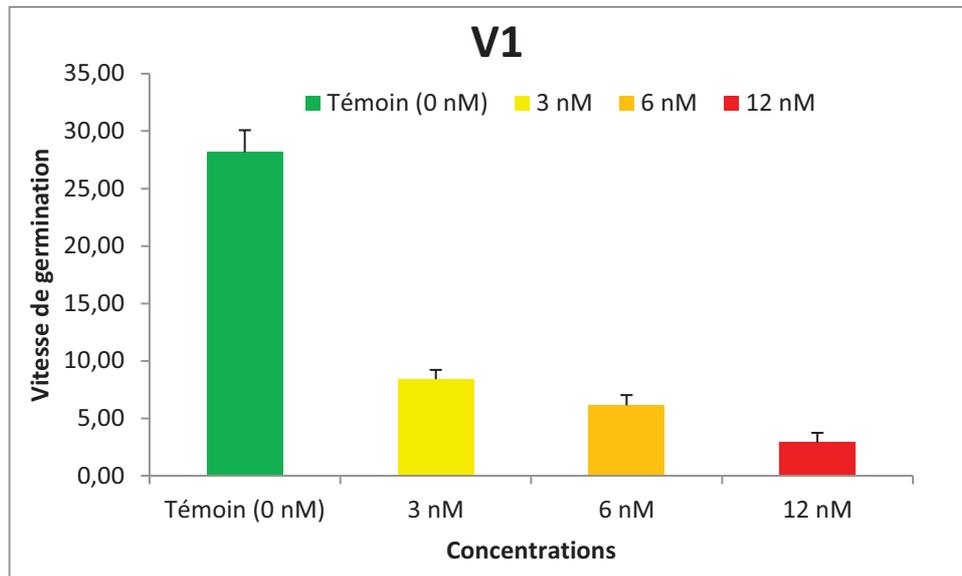


Figure 35. Effets de trois concentrations de Sekator sur la vitesse de germination de V1: Sémito ($m \pm s$, $n = 3$).

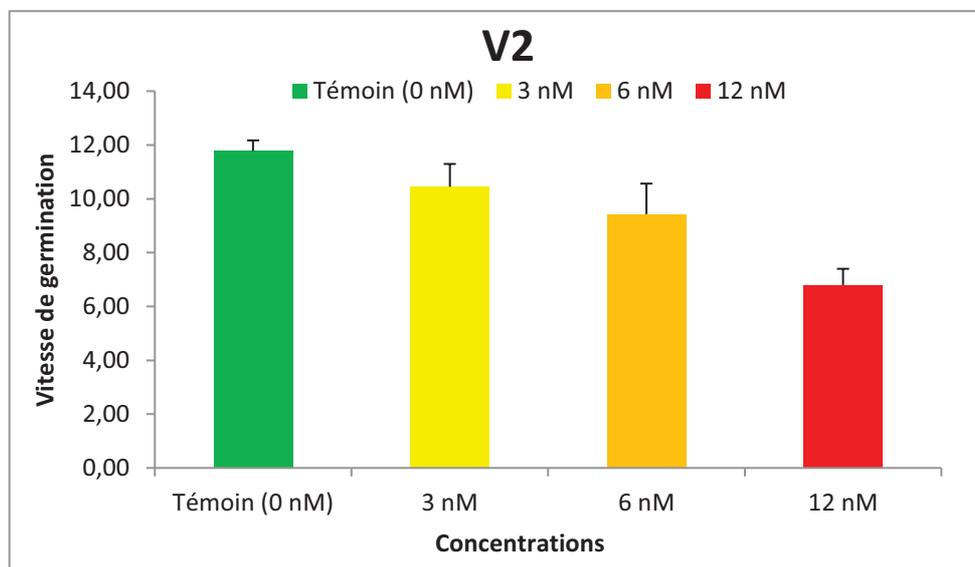


Figure 36. Effets de trois concentrations de Sekator sur la vitesse de germination de V2: Cirta ($m \pm s$, $n = 3$).

- Effets des sulfonylurées sur les paramètres morphométriques

• Le nombre moyen de racine

Les résultats de l'étude statistique de base du nombre moyen de racine, soumis aux différentes concentrations des deux produits phytosanitaires, le Cossack et le Sekator, par temps et par variété de *T.durum*, montrent une diminution du nombre moyen de racines pour toutes les concentrations, comparativement au témoin et pour chaque temps chez Semito et Cirta et pour les deux traitements par le Cossack et le Sekator.

Le test t de Student, indique qu'il n'existe pas de différences significatives entre les deux produits pour toutes les concentrations et tous les temps chez les deux variétés de *T.durum* (tableau 15 et 16).

Le test de FRIEDMAN, indique que pour chacune des deux variétés Semito et Cirta et pour chaque concentration du Cossack, des différences significatives entre les quatre temps, excepté la C3 chez la variété Semito où il n'existe pas de différences significatives (Tableau 17).

Les valeurs de probabilité du test de FRIEDMAN, représentées dans le tableau 18, montrent qu'il existe des différences significatives entre les quatre temps pour la C0 et la C1 du produit Sekator, et pas de différences significatives pour la C2 et la C3, chez la variété Semito.

Alors que chez la variété Cirta, on enregistre des différences significatives entre les quatre temps seulement pour les concentrations C0, C1 et C2, et pas de différences significatives pour la C3.

Les résultats de l'analyse de la variance à trois critères de classification relatifs au produit Cossack (tableau 29) montrent l'existence de différences très hautement significatives ($p = 0,000$) pour la comparaison entre les variétés, entre les concentrations et entre les quatre temps.

Le tableau 30, présente les résultats de l'analyse de la variance à trois critères de classification relatifs au deuxième produit le Sekator, indique la présence de différences significatives ($p = 0,019$) pour la comparaison entre les variétés et des différences très hautement significatives ($p = 0,000$) pour la comparaison entre les concentrations et entre les quatre temps aussi.

Le test de classement des groupes homogènes de TUKEY pour le produit Cossack (tableau 32), chez les deux variétés de blé dur, a permis de classer les variétés en deux groupes : A(V1) et B(V2), les deux variétés sont différentes l'une de l'autre. On classe aussi les concentrations en trois groupes : C (C3), B (C2), A (C1, T), la C1 et le T sont identiques entre eux et différents des autres concentrations. Pour les temps, quatre groupes ont été classés : D (48h), C (72h), B (96h) et A (120h), donc chaque temps est différent de l'autre.

Pour le traitement par le Sekator, le test de TUKEY (Tableau 33), montre l'existence de deux groupes de variétés : A (V1) et B (V2), la V1 est différente de la V2, et quatre groupes de concentrations : C (C3), BC (C2, C1), B (C1) et A (T), c'est-à-dire, la C2 et la C1 sont identiques entre elles mais chacune d'entre elles est différente des trois autres concentrations. Ainsi, nous

avons trois groupes de classement pour les temps : C (48h), B (72h, 96h) et A (120h), donc, les temps 72h et 96h sont identiques entre eux et différents des autres.

Les résultats du test de DUNETT (tableau36), montrent que pour le Cossack, le témoin T et la concentration C1 sont identiques entre eux et différents des autres concentrations contrairement au produit Sekator où uniquement la concentration témoin est différentes des concentrations C1, C2 et C3.

Tableau 15. Test t de Student pour échantillons indépendants appliqué pour comparer entre les deux produits herbicides, le **nombre moyen de racines (NMR)** obtenus pour chaque temps et chaque concentration chez la variété **Semito** de *T.durum*.

Temps	Concentrations	Produit herbicide	moyenne	T _{obs}	P
48h	T	Cossack	2,66	0,00	1,000 N.S
		Sekator	2,66		
	C1	Cossack	2,33	0,00	1,000 N.S
		Sekator	2,33		
C2	Cossack	1,66	-0,50	0,643 N.S	
	Sekator	2,00			
C3	Cossack	1,33	0,00	1,000 N.S	
	Sekator	1,33			
72h	T	Cossack	3,66	0,00	1,000 N.S
		Sekator	3,66		
	C1	Cossack	3,33	0,00	1,000 N.S
		Sekator	3,33		
C2	Cossack	2,33	-0,71	0,519 N.S	
	Sekator	2,66			
C3	Cossack	1,66	-0,50	0,643 N.S	
	Sekator	2,00			
96h	T	Cossack	4,66	0,00	1,000 N.S
		Sekator	4,66		
	C1	Cossack	4,33	1,41	0,230 N.S
		Sekator	3,66		
C2	Cossack	4,00	1,22	0,288 N.S	
	Sekator	3,00			
C3	Cossack	2,66	0,71	0,519 N.S	
	Sekator	2,33			
120h	T	Cossack	5,33	-0,71	0,519 N.S
		Sekator	5,66		
	C1	Cossack	5,00	0,50	0,643 N.S
		Sekator	4,66		
C2	Cossack	4,33	2,12	0,101 N.S	
	Sekator	3,33			
C3	Cossack	3,33	1,41	0,230 N.S	
	Sekator	2,66			

T_{obs}= valeur observée de la variance t de Student

P= Probabilité

Tableau 16. Test t de Student pour échantillons indépendants appliqué pour comparer entre les deux produits herbicides, le **nombre moyen de racines (NMR)** obtenus pour chaque temps et chaque concentration chez la variété *Cirta* de *T.durum*.

Temps	Concentrations	Produit herbicide	moyenne	T _{obs}	P
48h	T	Cossack Sekator	2,66 2,66	0,00	1,000 N.S
	C1	Cossack Sekator	2,66 2,33	0,71	0,519 N.S
	C2	Cossack Sekator	2,33 2,00	0,50	0,643 N.S
	C3	Cossack Sekator	1,33 2,00	-1,00	0,374 N.S
72h	T	Cossack Sekator	4,66 4,00	1,00	0,374 N.S
	C1	Cossack Sekator	4,33 3,33	2,12	0,101 N.S
	C2	Cossack Sekator	3,33 3,00	0,50	0,643 N.S
	C3	Cossack Sekator	2,66 2,66	0,00	1,000 N.S
96h	T	Cossack Sekator	5,33 4,33	2,12	0,101 N.S
	C1	Cossack Sekator	5,00 4,00	1,22	0,288 N.S
	C2	Cossack Sekator	3,66 3,66	0,00	1,000 N.S
	C3	Cossack Sekator	3,33 3,33	0,00	1,000 N.S
120h	T	Cossack Sekator	5,66 5,33	0,71	0,519 N.S
	C1	Cossack Sekator	5,33 4,66	1,41	0,230 N.S
	C2	Cossack Sekator	4,66 4,33	0,71	0,519 N.S
	C3	Cossack Sekator	3,66 4,00	-0,50	0,643 N.S

T_{obs}= valeur observée de la variance t de Student

P= Probabilité

Tableau 17. Test de FRIEDMAN de la comparaison, entre les quatre temps, de l'identité de **nombre moyen de racines (NMR)** obtenu pour chacune des quatre concentrations de l'herbicide **Cossack** appliqué sur chacune des deux variétés **Semito et Cirta**.

Concentrations	Variété Semito			Variété Cirta		
	ddl	χ^2_{obs}	P	ddl	χ^2_{obs}	P
T	3	8,46	0,037 *	3	8,33	0,040 *
C1	3	8,57	0,036 *	3	8,33	0,040 *
C2	3	7,97	0,047 *	3	8,79	0,032 *
C3	3	7,17	0,067 N.S	3	8,33	0,040 *

ddl = degrés de liberté

χ^2_{obs} = valeur observée de la variable χ^2 du test de FRIEDMAN

P = probabilité

Tableau 18. Test de FRIEDMAN de la comparaison, entre les quatre temps, de l'identité de **nombre moyen de racines (NMR)** obtenu pour chacune des quatre concentrations de l'herbicide **Sekator** appliqué sur chacune des deux variétés **Semito et Cirta**.

Concentrations	Variété Semito			Variété Cirta		
	ddl	χ^2_{obs}	P	ddl	χ^2_{obs}	P
T	3	9,00	0,029	3	8,79	0,032
C1	3	8,79	0,032	3	8,33	0,040
C2	3	5,50	0,139	3	8,46	0,037
C3	3	7,00	0,072	3	7,25	0,064

ddl = degrés de liberté

χ^2_{obs} = valeur observée de la variable χ^2 du test de FRIEDMAN

P = probabilité

La représentation graphique des résultats statistiques obtenus dans le cas du traitement par le Cossack des deux variétés Semito et Cirta, est illustrée sur les figure 37 et 38.

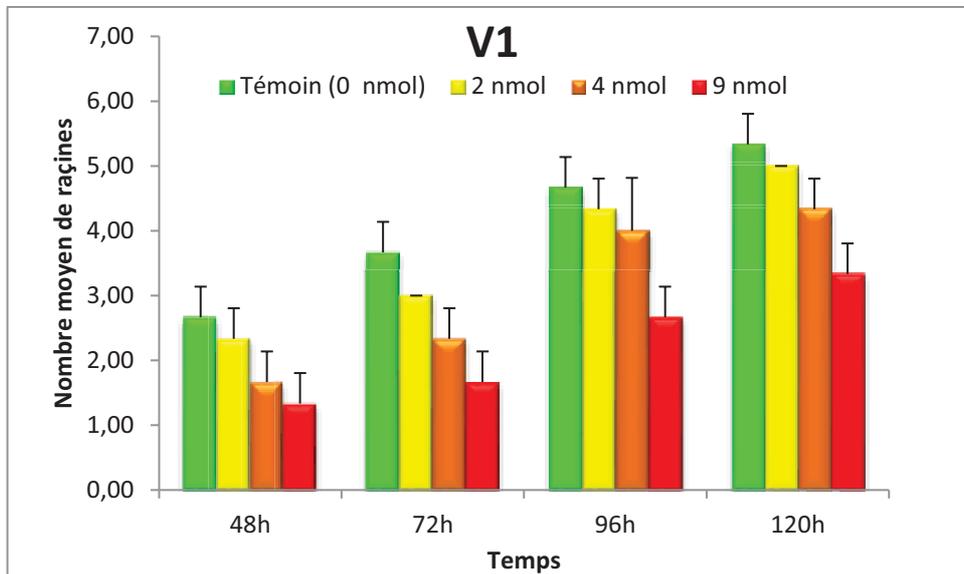


Figure 37. Effets de trois concentrations de Cossack sur le nombre moyen des racines de V1: Semito ($m \pm s$, $n = 3$).

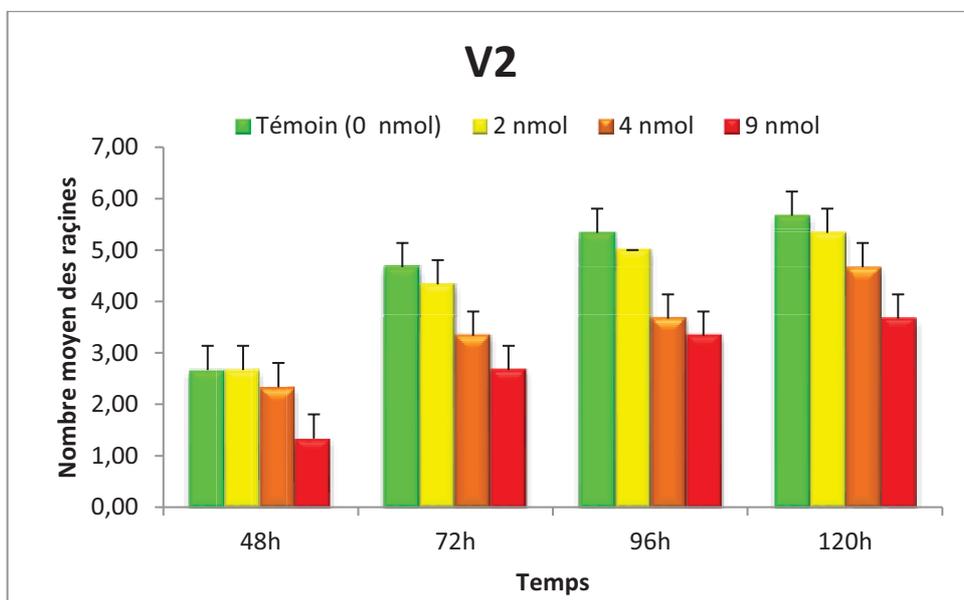


Figure 38. Effets de trois concentrations de Cossack sur le nombre moyen des racines de V2: Cirta ($m \pm s$, $n = 3$).

La représentation graphique des résultats statistiques obtenus dans le cas du traitement par le Sekator des deux variétés Semito et Cirta est illustrée sur les figure 39 et 40.

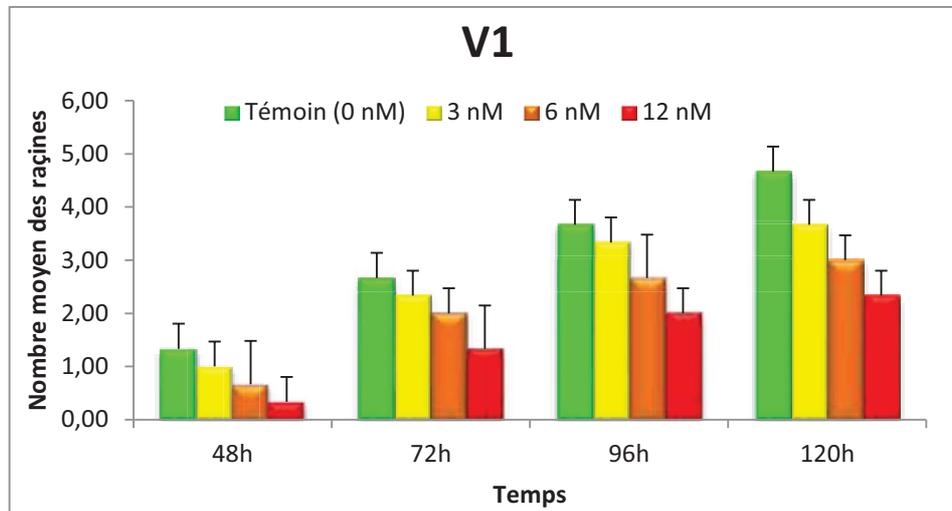


Figure 39. Effets de trois concentrations de Sekator sur le nombre moyen des racines de V1: Semito ($m \pm s$, $n = 3$).

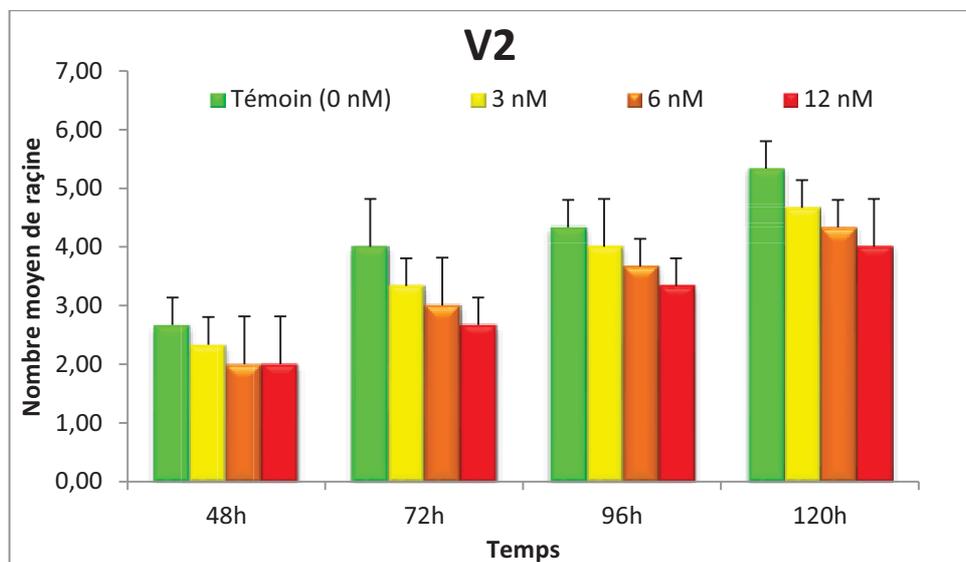


Figure 40. Effets de trois concentrations de Sekator sur le nombre moyen des racines de V2: Cirta ($m \pm s$, $n = 3$).

- **La longueur moyenne des racines**

Les résultats de l'étude des paramètres statistiques de base, montrent la diminution de la longueur racinaire chez la Semito et la Cirta, pour chaque temps et chaque concentration comparativement au témoin, pour les deux herbicides appliqués.

Le test t de Student, dont les résultats sont représentés dans le tableau 19, montre qu'il n'existe pas de différences significatives entre les deux traitements herbicides chez la variété Semito, pour toutes les concentrations et tous les temps, sauf pour les concentrations C1 où on enregistre des différences hautement significatives à partir de 72h jusqu'à 120h.

Chez la variété Cirta, le test de t de Student indique qu'il n'existe aucune différence significative entre le Cossack et le Sekator pour toutes les concentrations et tous les temps, à l'exception des témoins T à 72h et 96 h, où on enregistre des différences significatives (tableau 20).

Par ailleurs le test de FRIEDMAN, révèle la présence de différences significatives entre les quatre temps pour chaque variété et chaque concentration du produit Cossack (tableau 21).

Des différences significatives entre les quatre temps ont été observées chez les deux variétés de *T.durum* et pour toutes les concentrations du Sekator, à l'exception de la concentration C2 chez la variété Cirta, où il n'existe pas de différences significatives ($p = 0,066$) (tableau 22).

Les résultats de l'analyse de la variance à trois critères de Classification correspondant aux deux traitements herbicides, le Cossack et le Sekator, représentés respectivement dans les tableaux 29 et 30, montrent qu'il existe des différences très hautement significatives ($p = 0,000$) dans la comparaison entre les différents temps, les deux variétés de Blé dur et entre les concentrations de chaque pesticide.

Le test de TUKEY a permis de mettre en évidence, deux groupes de classement pour les variétés : B (V2) et A (V1), quatre groupes de classement pour les concentrations : D (C3), C (C2), B (C1) et A (T), et enfin quatre groupes de classement pour les temps : D (48h), C (72h), B (96h) et A (120h). Donc, chaque variété est différente de l'autre, chaque concentration est différente de l'autre et chaque temps est aussi différent de l'autre, pour chaque traitement (Tableau 32 et 33).

Les résultats du test de DUNETT représentés dans le tableau 36, montrent que pour chaque traitement herbicide, le témoin T est différent des trois autres concentrations C1, C2 et C3.

Tableau 19. Test t de Student pour échantillons indépendants appliqué pour comparer entre les deux produits herbicides, la **longueur moyenne des racines (LMR)** obtenus pour chaque temps et chaque concentration chez la variété **Semito** de *T.durum*.

Temps	Concentrations	Produit herbicide	Moyenne	T _{obs}	P
48h	T	Cossack Sekator	24,00 23,00	0,77	0,482 N.S
	C1	Cossack Sekator	14,66 13,00	1,07	0,346 N.S
	C2	Cossack Sekator	11,33 11,33	0,00	1,000 N.S
	C3	Cossack Sekator	7,33 8,00	-1,00	0,374 N.S
72h	T	Cossack Sekator	47,33 45,33	0,76	0,489 N.S
	C1	Cossack Sekator	17,67 25,67	-6,41	0,003 **
	C2	Cossack Sekator	14,00 14,67	-0,63	0,561 N.S
	C3	Cossack Sekator	11,00 12,67	-1,89	0,132 N.S
96h	T	Cossack Sekator	72,00 67,33	1,23	0,287 N.S
	C1	Cossack Sekator	19,67 30,67	-6,88	0,002 **
	C2	Cossack Sekator	17,00 18,33	-0,72	0,512 N.S
	C3	Cossack Sekator	13,33 13,67	-0,35	0,742 N.S
120h	T	Cossack Sekator	85,33 79,00	2,63	0,058 N.S
	C1	Cossack Sekator	26,33 34,33	-3,21	0,033 *
	C2	Cossack Sekator	20,33 20,67	-0,22	0,834 N.S
	C3	Cossack Sekator	15,33 15,33	0,00	1,000 N.S

T_{obs}= valeur observée de la variance t de Student

P= Probabilité

Tableau 20. Test t de Student pour échantillons indépendants appliqué pour comparer entre les deux produits herbicides, la **longueur moyenne des racines (LMR)** obtenus pour chaque temps et chaque concentration chez la variété **Cirta** de *T.durum*.

Temps	Concentrations	Produit herbicide	moyenne	T _{obs}	P
48h	T	Cossack	13,67	-2,71	0,053 N.S
		Sekator	19,67		
	C1	Cossack	9,33	-2,67	0,056 N.S
		Sekator	12,67		
C2	Cossack	8,33	-1,58	0,189 N.S	
	Sekator	10,00			
C3	Cossack	7,00	0,00	1,000 N.S	
	Sekator	7,00			
72h	T	Cossack	29,33	-3,30	0,030 *
		Sekator	41,33		
	C1	Cossack	16,00	0,90	0,420 N.S
		Sekator	14,33		
C2	Cossack	13,33	0,15	0,890 N.S	
	Sekator	13,00			
C3	Cossack	11,67	0,73	0,507 N.S	
	Sekator	10,67			
96h	T	Cossack	54,00	-4,00	0,016 *
		Sekator	67,33		
	C1	Cossack	20,66	0,53	0,624 N.S
		Sekator	19,67		
C2	Cossack	16,67	0,96	0,391 N.S	
	Sekator	14,33			
C3	Cossack	15,00	1,75	0,155 N.S	
	Sekator	12,67			
120h	T	Cossack	70,33	-1,84	0,139 N.S
		Sekator	78,33		
	C1	Cossack	22,67	-0,21	0,847 N.S
		Sekator	23,33		
C2	Cossack	17,00	0,53	0,627 N.S	
	Sekator	15,67			
C3	Cossack	15,67	1,07	0,345 N.S	
	Sekator	14,33			

T_{obs}= valeur observée de la variance t de Student

P= Probabilité

Tableau 21. Test de FRIEDMAN de la comparaison, entre les quatre temps, de l'identité des **longueurs moyennes de racines (LMR)** obtenues pour chacune des quatre concentrations de l'herbicide **Cossack** appliqué sur chacune des deux variétés **Semito et Cirta**.

Concentrations	Variété Semito			Variété Cirta		
	ddl	χ^2_{obs}	P	ddl	χ^2_{obs}	P
T	3	9,00	0,029	3	9,00	0,029
C1	3	9,00	0,029	3	9,00	0,029
C2	3	9,00	0,029	3	8,79	0,032
C3	3	9,00	0,029	3	8,79	0,032

ddl = degrés de liberté

χ^2_{obs} = valeur observée de la variable χ^2 du test de FRIEDMAN

P = probabilité

Tableau 22. Test de FRIEDMAN de la comparaison, entre les quatre temps, de l'identité des **longueurs moyennes de racines (LMR)** obtenues pour chacune des quatre concentrations de l'herbicide **Sekator** appliqué sur chacune des deux variétés **Semito et Cirta**.

Concentrations	Variété Semito			Variété Cirta		
	Ddl	χ^2	P	ddl	χ^2	P
T	3	9,00	0,029 *	3	9,00	0,029 *
C1	3	9,00	0,029 *	3	8,38	0,039 *
C2	3	9,00	0,029 *	3	7,18	0,066 N.S
C3	3	8,79	0,032 *	3	9,00	0,029 *

ddl = degrés de liberté

χ^2_{obs} = valeur observée de la variable χ^2 du test de FRIEDMAN

P = probabilité

La représentation graphique des résultats statistiques obtenus dans le cas du traitement par le Cossack des deux variétés Semito et Cirta est illustrée sur les figure 41 et 42.

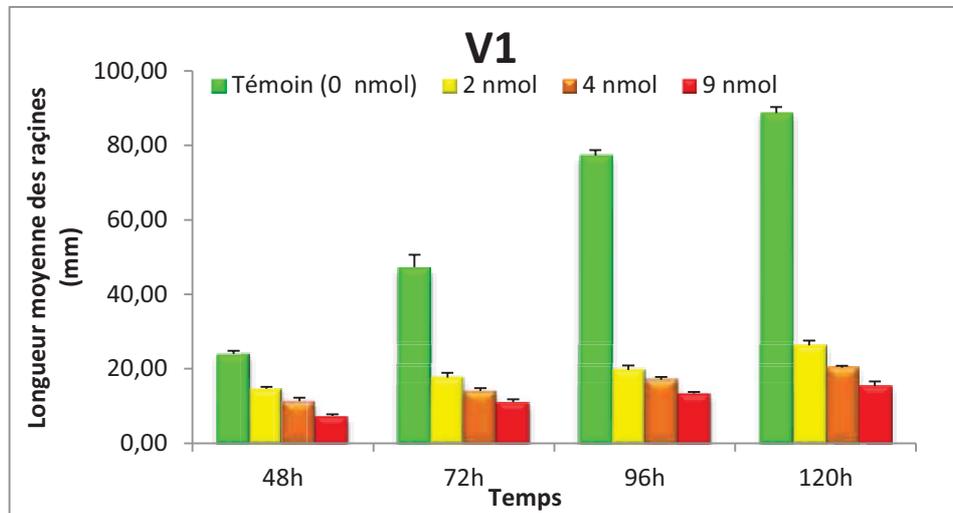


Figure 41. Effets de trois concentrations de Cossack sur la longueur moyenne des racines de V1: Semito ($m \pm s$, $n = 3$).

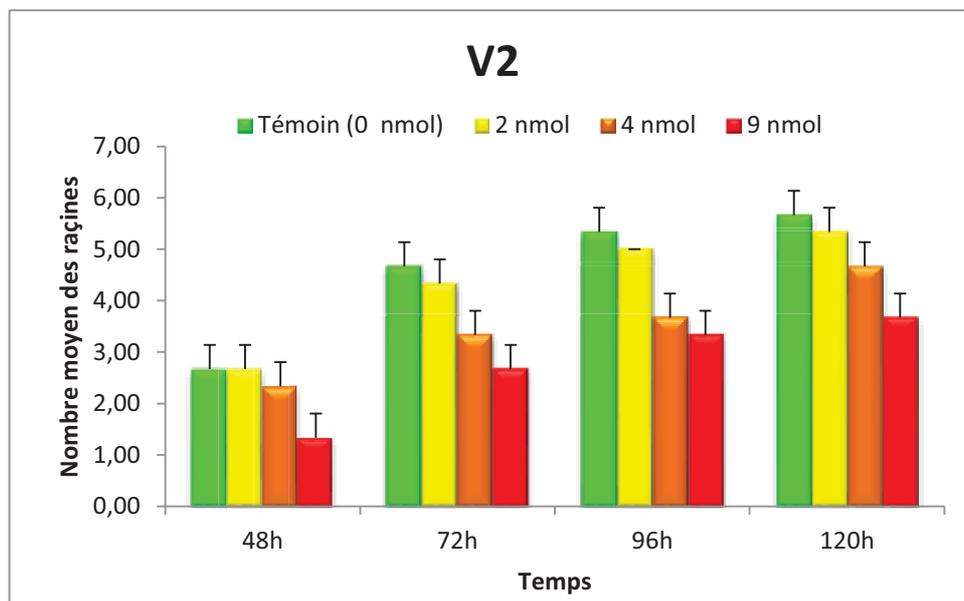


Figure 42. Effets de trois concentrations de Cossack sur la longueur moyenne des racines de V2: Cirta ($m \pm s$, $n = 3$).

La représentation graphique des résultats statistiques obtenus dans le cas du traitement par le Sekator des deux variétés Semito et Cirta est illustrée sur les figure 43 et 44.

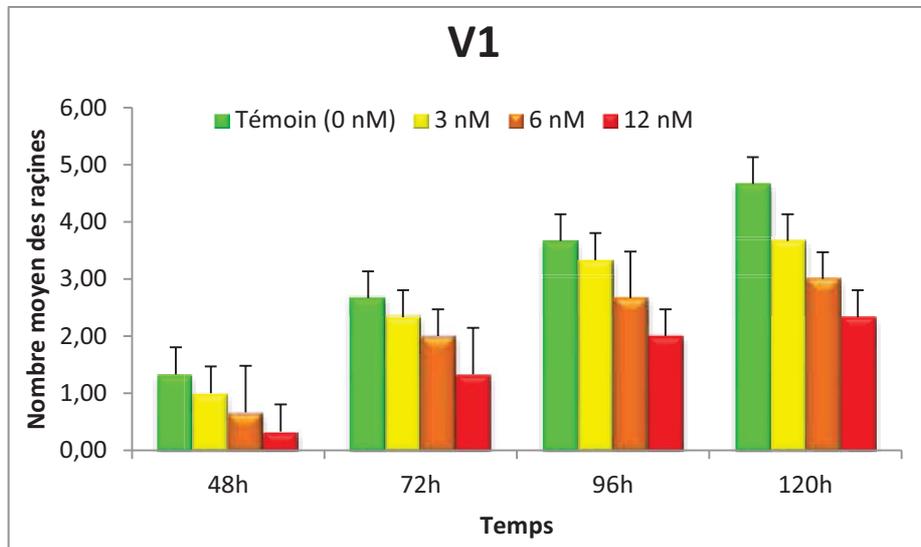


Figure 43. Effets de trois concentrations de Sekator sur la longueur moyenne des racines de V1: Semito ($m \pm s$, $n = 3$).

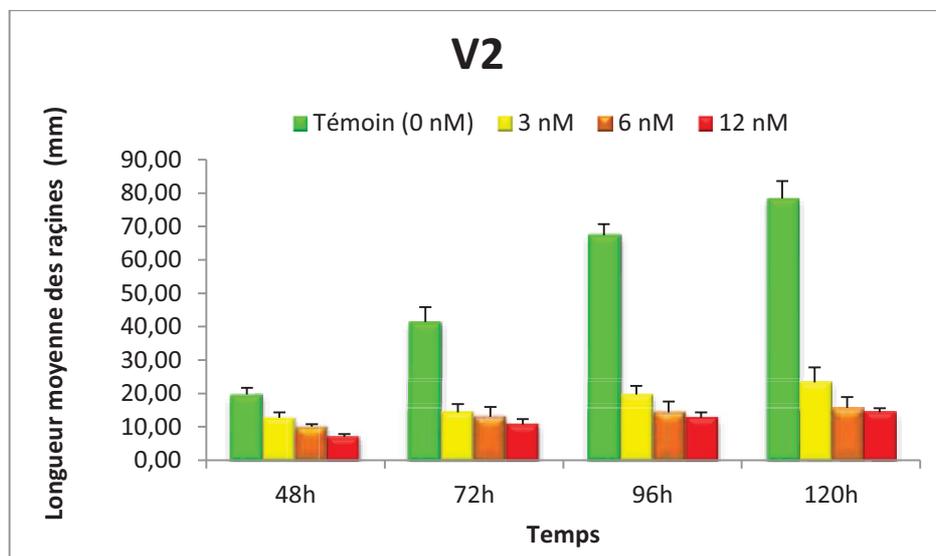


Figure 44. Effets de trois concentrations de Sekator sur la longueur moyenne des racines de V2: Cirta ($m \pm s$, $n = 3$).

- **La longueur moyenne des tiges**

L'étude statistique de base de la longueur moyenne des tiges par différentes concentrations des deux pesticides, le Cossack et le Sekator par temps et par variété de *T.durum*, montre une diminution de la longueur des tiges pour chaque temps et chaque concentration comparativement au témoin, chez la Semito et la Cirta pour les deux traitements.

Les résultats du test t de Student (tableau 23) indiquent qu'à 48h, il n'existe pas de différences significatives entre le Cossack et le Sekator, pour toutes les concentrations chez la variété Semito.

A 72h, aucune différence significative entre les deux pesticides n'a été enregistrée pour les témoins T et les concentrations C3. Mais, on remarque une diminution significative ($p = 0,020$) de la longueur des tiges des traités avec la C1 du Cossack comparativement aux traités avec la C1 du Sekator. Une diminution hautement significative de la LMT de C2 du Cossack comparativement au C2 de Sekator.

À 96h, on enregistre des différences hautement significatives seulement entre les C1 des deux traitements.

À 120h, aucune différence significative entre le Cossack et le Sekator n'a été observée chez les C1, C2 et C3. Par contre, il existe des différences hautement significatives ($p=0,005$) entre les deux témoins T des deux herbicides.

Pour la variété Cirta, le test t de Student (tableau 24) ne présente aucune différence significative entre le Cossack et le Sekator, pour chaque concentration et chaque temps.

Les tableaux 25 et 26, représentent les résultats du test de FRIEDMAN, où on enregistre des différences significatives entre les quatre temps, pour chaque concentration et chaque variété et pour les deux traitements.

L'analyse de la variance à trois critères de classification révèle l'existence de différences très hautement significatives ($p = 0,000$) entre les variétés, entre les concentrations et entre les quatre temps pour le Cossack et le Sekator (Tableau 29 et 30).

Les tableaux 32 et 33, illustrent les résultats du test de TUKEY, ce qui nous a permis de mettre en évidence la classification des groupes homogènes comme suit : deux groupes pour les variétés : B (V2) et A (V1), quatre groupes pour les concentrations : D (C3), C (C2), B (C1) et A (T), et enfin quatre groupes pour les temps : D (48h), C (72h), B (96h) et A (120h).

Donc, chaque variété, chaque concentration et chaque temps sont différents l'un de l'autre. Ces différences sont valides pour les deux herbicides utilisés.

Le test de DUNNETT, montre que pour chaque produit herbicide utilisé, le témoin T est différent des trois autres concentrations C1, C2 et C3 (tableau 36).

Tableau 23. Test t de Student pour échantillons indépendants appliqué pour comparer entre les deux produits herbicides, la longueur moyenne de tigelles (**LMT**) obtenus pour chaque temps et chaque concentration chez la variété **Semito** de *T.durum*.

Temps	Concentrations	Produit herbicide	Moyenne	T _{obs}	P
48h	T	Cossack	8,33	1,34	0,251 N.S
		Sekator	7,33		
	C1	Cossack	3,00	-1,26	0,275 N.S
		Sekator	4,33		
C2	Cossack	2,33	-2,12	0,101 N.S	
	Sekator	3,33			
C3	Cossack	1,66	-0,45	0,678 N.S	
	Sekator	1,83			
72h	T	Cossack	22,33	-0,25	0,815 N.S
		Sekator	23,00		
	C1	Cossack	6,67	-3,75	0,020 *
		Sekator	12,67		
C2	Cossack	3,33	-7,00	0,002 **	
	Sekator	8,00			
C3	Cossack	6,00	-2,45	0,070 N.S	
	Sekator	8,00			
96h	T	Cossack	50,67	-0,42	0,693 N.S
		Sekator	51,67		
	C1	Cossack	13,33	-4,92	0,008 **
		Sekator	20,67		
C2	Cossack	7,33	-2,70	0,054 N.S	
	Sekator	14,00			
C3	Cossack	6,00	-2,45	0,070 N.S	
	Sekator	8,00			
120h	T	Cossack	83,33	5,75	0,005 **
		Sekator	62,00		
	C1	Cossack	24,00	-0,78	0,477 N.S
		Sekator	27,00		
C2	Cossack	12,67	-2,14	0,100 N.S	
	Sekator	20,33			
C3	Cossack	11,00	-1,98	0,119 N.S	
	Sekator	14,67			

T_{obs}= valeur observée de la variance t de Student

P= Probabilité

Tableau 24. Test t de Student pour échantillons indépendants appliqué pour comparer entre les deux produits herbicides, la **longueur moyenne de tiges (LMT)** obtenus pour chaque temps et chaque concentration chez la variété **Cirta** de *T.durum*.

Temps	Concentrations	Produit herbicide	moyenne	T _{obs}	P
48h	T	Cossack	3,33	-0,80	0,468 N.S
		Sekator	4,33		
	C1	Cossack	1,66	-2,12	0,101 N.S
		Sekator	2,66		
C2	Cossack	1,33	-0,71	0,519 N.S	
	Sekator	1,66			
C3	Cossack	0,66	-1,41	0,230 N.S	
	Sekator	1,33			
72h	T	Cossack	11,67	-0,19	0,859 N.S
		Sekator	12,00		
	C1	Cossack	5,00	-2,45	0,070 N.S
		Sekator	7,00		
C2	Cossack	3,33	-0,72	0,507 N.S	
	Sekator	4,33			
C3	Cossack	2,66	-2,12	0,101 N.S	
	Sekator	3,66			
96h	T	Cossack	25,67	-2,14	0,100 N.S
		Sekator	33,33		
	C1	Cossack	11,33	-1,11	0,328 N.S
		Sekator	13,33		
C2	Cossack	7,67	-1,34	0,251 N.S	
	Sekator	9,67			
C3	Cossack	6,33	-1,34	0,251 N.S	
	Sekator	8,33			
120h	T	Cossack	53,33	0,62	0,569 N.S
		Sekator	50,67		
	C1	Cossack	17,33	-0,69	0,526 N.S
		Sekator	20,00		
C2	Cossack	15,00	-0,84	0,448 N.S	
	Sekator	17,00			
C3	Cossack	12,33	0,22	0,834 N.S	
	Sekator	11,67			

T_{obs}= valeur observée de la variance t de Student

P= Probabilité

Tableau 25. Test de FRIEDMAN de la comparaison, entre les quatre temps, de l'identité des **longueurs moyennes de tigelles (LMT)** obtenues pour chacune des quatre concentrations de l'herbicide **Cossack** appliqué sur chacune des deux variétés **Semito et Cirta**.

Concentrations	Variété Semito			Variété Cirta		
	ddl	χ^2_{obs}	P	ddl	χ^2_{obs}	P
T	3	9,00	0,029 *	3	9,00	0,029 *
C1	3	9,00	0,029 *	3	9,00	0,029 *
C2	3	9,00	0,029 *	3	9,00	0,029 *
C3	3	8,79	0,032 *	3	9,00	0,029 *

ddl = degrés de liberté

χ^2_{obs} = valeur observée de la variable χ^2 du test de FRIEDMAN

P = probabilité

Tableau 26. Test de FRIEDMAN de la comparaison, entre les quatre temps, de l'identité des **longueurs moyennes de tigelles (LMT)** obtenues pour chacune des quatre concentrations de l'herbicide **Sekator** appliqué sur chacune des deux variétés **Semito et Cirta**.

Concentrations	Variété Semito			Variété Cirta		
	ddl	χ^2	P	ddl	χ^2	P
T	3	9,00	0,029 *	3	9,00	0,029 *
C1	3	9,00	0,029 *	3	9,00	0,029 *
C2	3	9,00	0,029 *	3	9,00	0,029 *
C3	3	9,00	0,029 *	3	8,79	0,032 *

ddl = degrés de liberté

χ^2_{obs} = valeur observée de la variable χ^2 du test de FRIEDMAN

P = probabilité

La représentation graphique des résultats statistiques obtenus dans le cas du traitement par le Cossack des deux variétés Semito et Cirta est illustrée sur les figure 45 et 46.

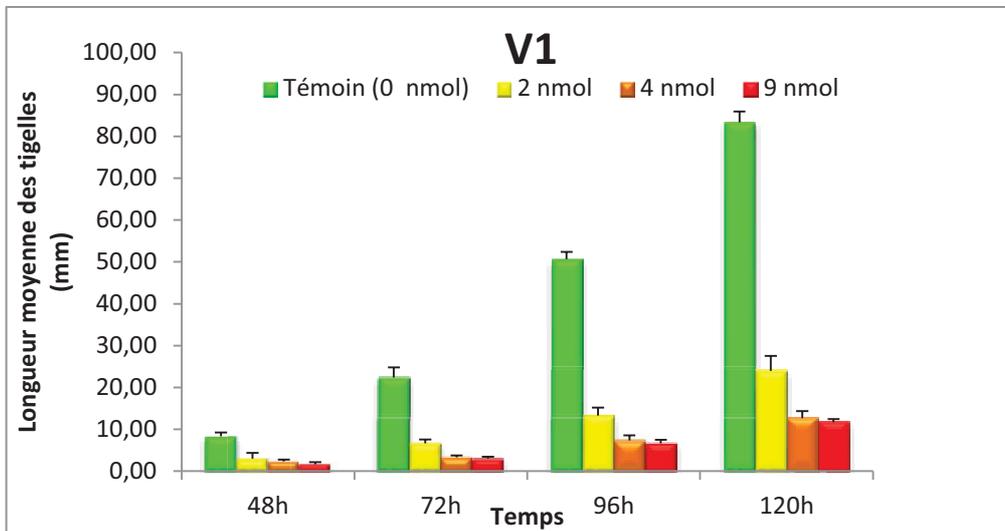


Figure 45. Effets de trois concentrations de Cossack sur la longueur moyenne des tigelles de V1: Semito ($m \pm s$, $n=3$).

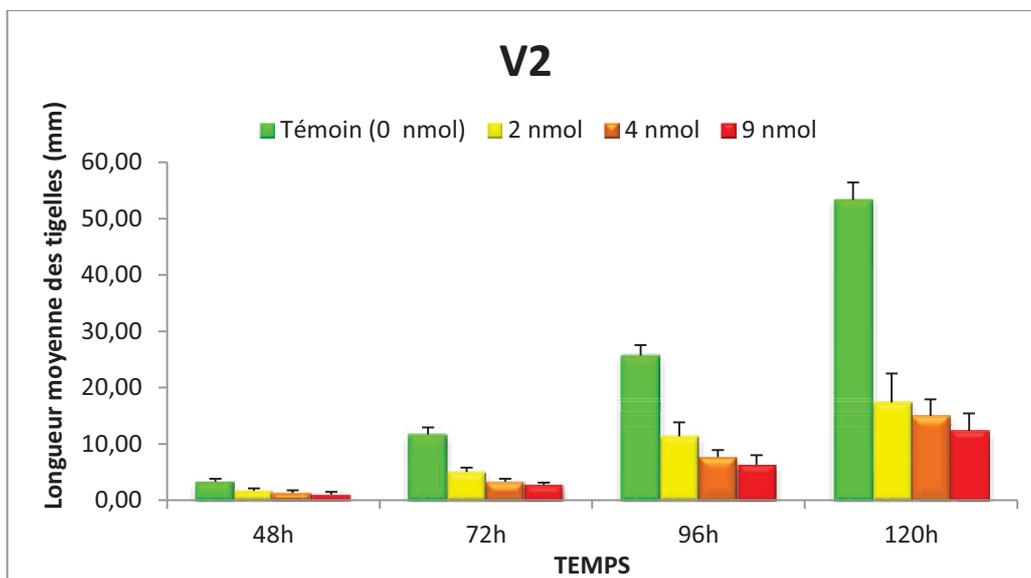


Figure 46. Effets de trois concentrations de Cossack sur la longueur moyenne des tigelles de V2: Cirta ($m \pm s$, $n=3$).

La représentation graphique des résultats statistiques obtenus dans le cas du traitement par le Sekator des deux variétés Sémio et Cirta est illustrée sur les figure 47 et 48.

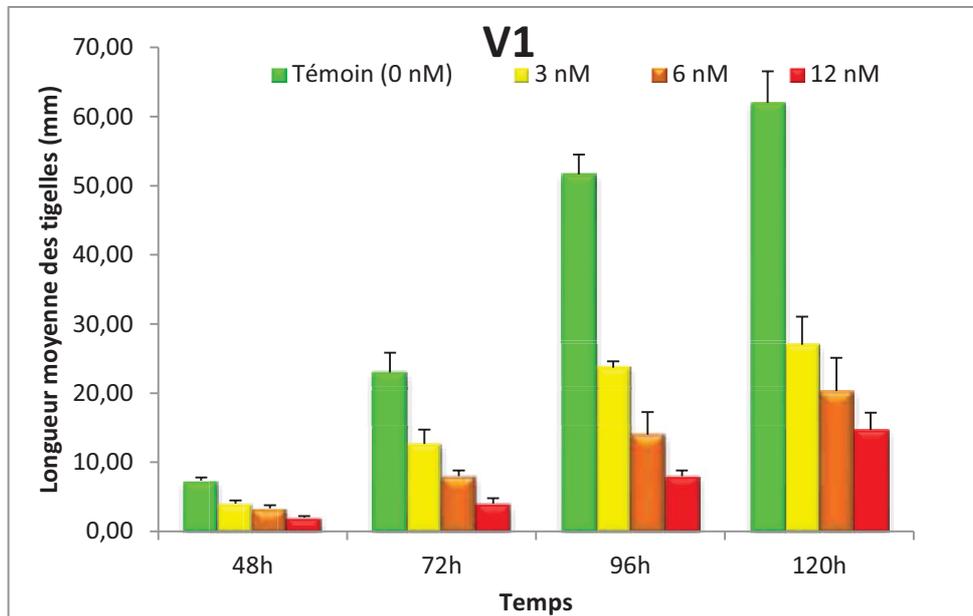


Figure 47. Effets de trois concentrations de Sekator sur la longueur moyenne des tigelles de V1: Sémio ($m \pm s$, $n=3$).

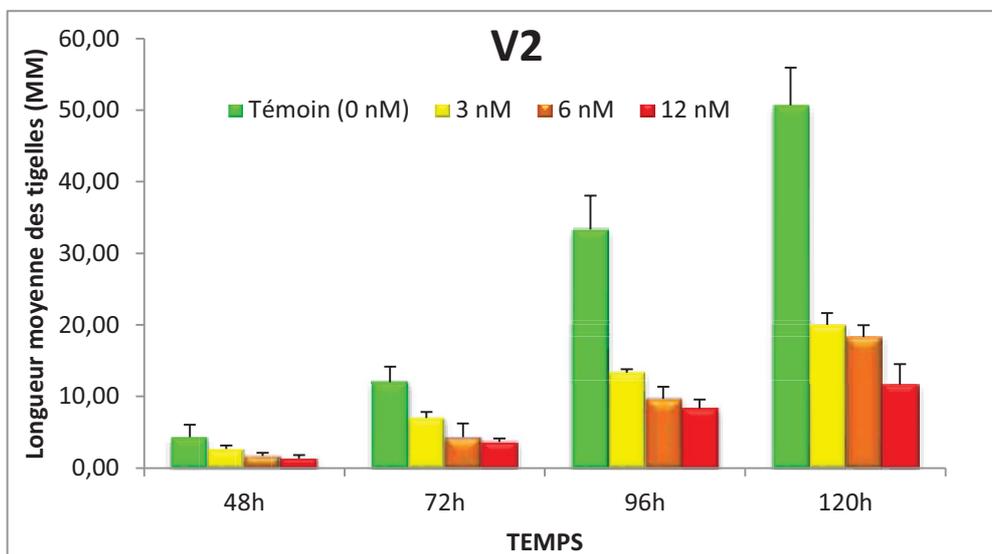


Figure 48. Effets de trois concentrations de Sekator sur la longueur moyenne des tigelles de V2: Cirta ($m \pm s$, $n=3$).

- **La longueur moyenne des feuilles**

Les résultats obtenus, montrent une diminution de la longueur moyenne foliaire chez les deux variétés, pour chaque concentration, comparativement au témoin pour les deux traitements.

Le test t de Student (tableau 27), montre qu'il n'existe pas de différences significatives entre le produit Cossack et le produit Sekator concernant les témoins T chez la V1 : Semito et aussi les témoins T et les concentrations C1 chez la V2 : Cirta. Et qu'il existe des différences significatives entre les C2 chez la V1 et les C2 et les C3 chez la V2.

Des différences très hautement significatives entre les deux herbicides ont été enregistrées pour les concentrations C3 chez la V1 seulement.

Le tableau 31, représente les résultats de l'analyse de la variance à deux critères de classification pour les deux traitements herbicides, le Cossack et le Sekator.

Les résultats indiquent, l'existence de différences significatives ($p = 0,019$) pour la comparaison entre les variétés et des différences très hautement significatives ($p = 0,000$) pour la comparaison entre les concentrations du traitement par le Cossack.

Pour le traitement avec le Sekator, on enregistre des différences très hautement significatives ($p = 0,000$) pour la comparaison entre les variétés et entre les différentes concentrations.

Le tableau 34, représente les résultats du test de TUKEY pour les deux variétés soumises aux différentes concentrations du Cossack. Les résultats montrent la présence de deux groupes de classement pour les variétés : B (V2) et A (V1) et quatre groupes de classement pour les concentrations : D (C3), C (C2), B (C1) et A (T). Donc, chaque variété est différente de l'autre et chaque concentration est aussi différente de l'autre.

Pour le traitement avec le deuxième produit le Sekator, les résultats du test de TUKEY sont présentés dans le tableau 35, où nous avons obtenu aussi deux groupes de classement pour les variétés : B (V2) et A (V1), c'est à dire chaque variété est différente de l'autre, et trois groupes de classement pour les concentrations : C (C3, C2), B (C1) et A (T). Donc, les concentrations C3 et C2 sont identiques entre elles et différentes des C1 et des T.

Les résultats du test de DUNETT représentés dans le tableau 37, montrent que pour chaque traitement herbicide le témoin T est toujours différent des autres concentrations C1, C2 et C3.

Tableau 27. Test t de Student pour échantillons indépendants appliqué pour comparer entre les deux produits herbicides, la **longueur moyenne des feuilles (LMF)** obtenus pour chaque temps et chaque concentration chez les deux variétés **Semito et Cirta** de *T.durum*.

Variétés	Concentrations	Produit herbicide	moyenne	T _{obs}	P
Semito	T	Cossack Sekator	133,7 156,7	-2,46	0,070 N.S
	C1	Cossack Sekator	55,67 105,00	-8,29	0,001 ***
	C2	Cossack Sekator	32,33 66,67	-7,51	0,002 **
	C3	Cossack Sekator	16,00 53,33	-35,42	0,000 ***
Cirta	T	Cossack Sekator	118,67 146	-2,67	0,056 N.S
	C1	Cossack Sekator	54,00 76,6	-1,95	0,122 N.S
	C2	Cossack Sekator	23,00 44,67	-5,64	0,005 **
	C3	Cossack Sekator	19,33 34,33	-5,34	0,006 **

T_{obs}= valeur observée de la variance t de Student

P= Probabilité

La représentation graphique des résultats statistiques obtenus dans le cas du traitement par le Cossack des deux variétés Sémito et Cirta est illustrée sur les figure 49 et 50.

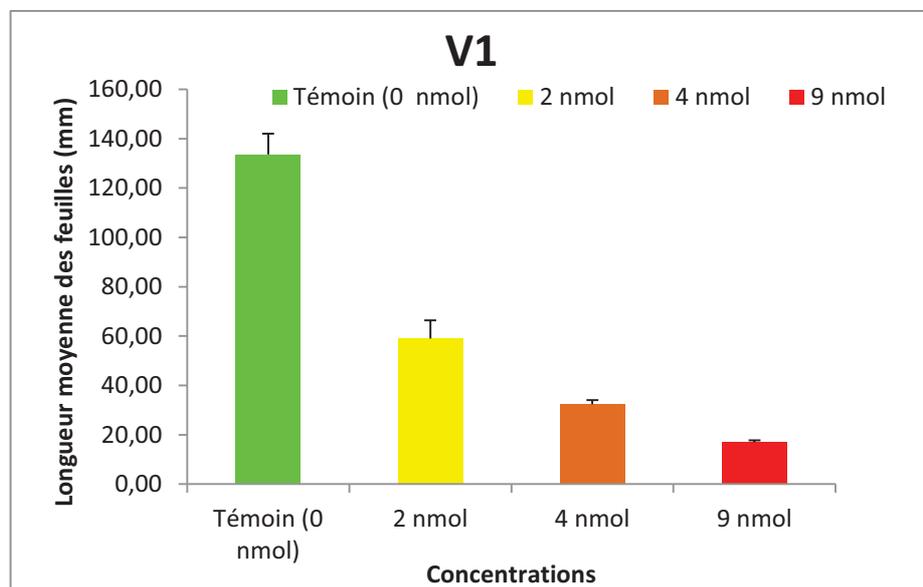


Figure 49. Effets de trois concentrations de Cossack sur la longueur moyenne des feuilles de V1: Sémito ($m \pm s$, $n=3$).

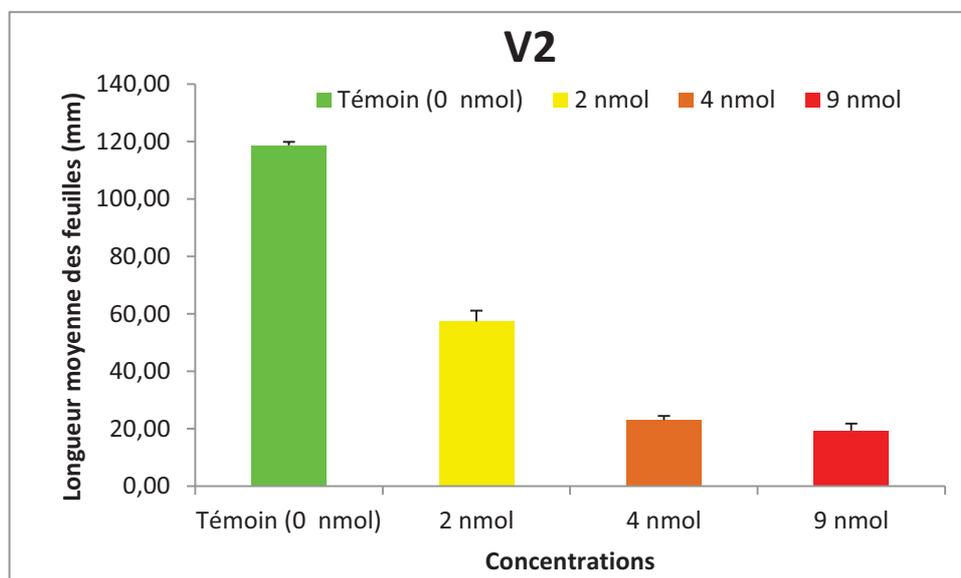


Figure 50. Effets de trois concentrations de Cossack sur la longueur moyenne des feuilles de V2: Cirta ($m \pm s$, $n=3$).

La représentation graphique des résultats statistiques obtenus dans le cas du traitement par le Sekator des deux variétés Sémito et Cirta est illustré sur les figure 51 et 52.

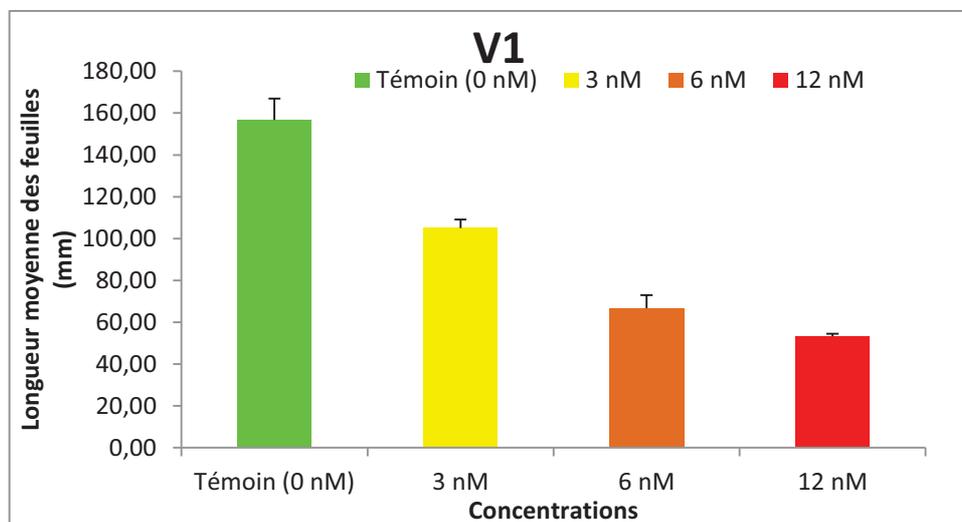


Figure 51. Effets de trois concentrations de Sekator sur la longueur moyenne des feuilles de V1: Sémito ($m \pm s$, $n=3$).

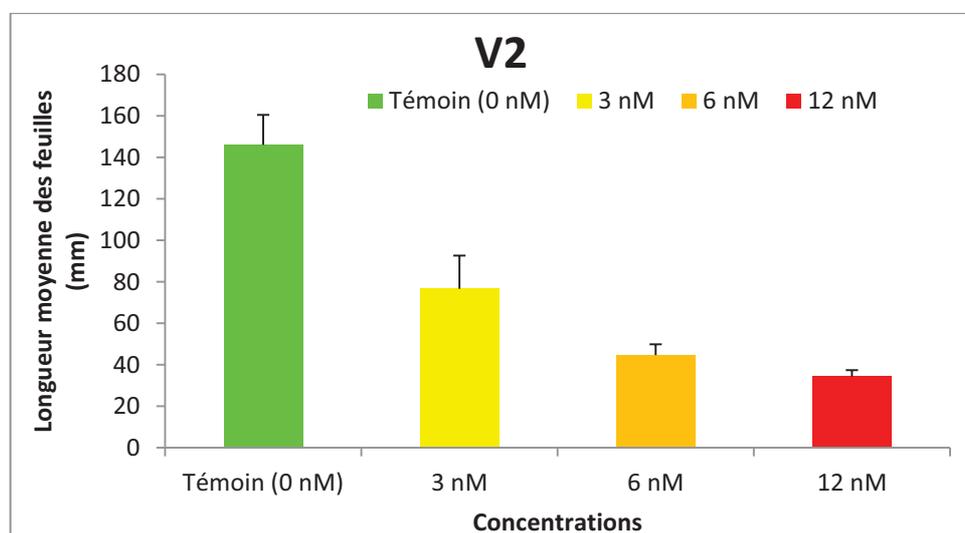


Figure. 52: Effets de trois concentrations de Sekator sur la longueur moyenne des feuilles de V2: Cirta ($m \pm s$, $n=3$).

- **La surface foliaire**

Les valeurs enregistrées évoquent une diminution importante de la surface foliaire pour toutes les concentrations comparativement au témoin chez les deux variétés, Semito et Cirta et pour chaque traitement herbicide appliqué.

Le test t de Student, indique qu'il n'existe pas de différences significatives entre les concentrations des deux pesticides chez la variété Sémito. Par contre, chez la variété Cirta, il existe des différences hautement significatives ($p = 0,008$) entre les témoins du Cossack et du Sekator, et des différences significatives ($p = 0,014$) entre les concentrations C2 des deux produits. Concernant les concentrations C1 et C3, aucune différence significative n'a été enregistrée (tableau 28).

Les résultats de l'analyse de la variance à deux critères de classifications (tableau 31), montrent que, pour le traitement avec Le Cossack, il n'existe pas de différences significatives entre les variétés ($p = 0,897$) mais qu'il existe des différences très hautement significatives ($p = 0,000$) entre les concentrations. Pour le traitement avec le Sekator, on enregistre des différences très hautement significatives ($p=0,000$) pour les variétés et pour les concentrations.

Le test de TUKEY a permis de classer les groupes homogènes comme suit :

Pour le Cossack, un seul groupe de variété a été enregistré : A (V1, V2), les deux variétés sont identiques, et quatre groupes de classement pour les concentrations : D (C3), C (C2), B (C1) et A (T). C'est-à-dire chaque concentration est différente de l'autre (tableau 35).

Tandis que, pour le traitement avec le Sekator, les variétés ont été classées en deux groupes : B(V1) et A(V2), donc chaque variété est différente de l'autre (tableau 35).

Le test de DUNETT (tableau 37), indique que pour les deux herbicides, les témoins sont différents des autres concentrations C1, C2 et C3.

Tableau 28. Test t de Student pour échantillons indépendants appliqué pour comparer entre les deux produits herbicides, **la surface foliaire (SF)** obtenus pour chaque temps et chaque concentration chez les deux variétés **Semito** et **Cirta** de *T.durum*.

Variétés	Concentrations	Produit herbicide	moyenne	T _{obs}	P
Semito	T	Cossack	3,20	-1,35	0,249 N.S
		Sekator	3,54		
	C1	Cossack	2,59	0,30	0,782 N.S
		Sekator	2,53		
C2	Cossack	1,84	1,02	0,367 N.S	
	Sekator	1,63			
C3	Cossack	0,59	-1,94	0,125 N.S	
	Sekator	0,83			
Cirta	T	Cossack	4,45	4,94	0,008 **
		Sekator	3,54		
	C1	Cossack	1,88	1,87	0,134 N.S
		Sekator	1,74		
C2	Cossack	1,45	4,15	0,014 *	
	Sekator	0,98			
C3	Cossack	0,48	-1,47	0,215 N.S	
	Sekator	0,60			

T_{obs}= valeur observée de la variance t de Student

P= Probabilité

La représentation graphique des résultats statistiques obtenus dans le cas du traitement par le Cossack des deux variétés Sémito et Cirta est illustrée sur les figure 53 et 54.

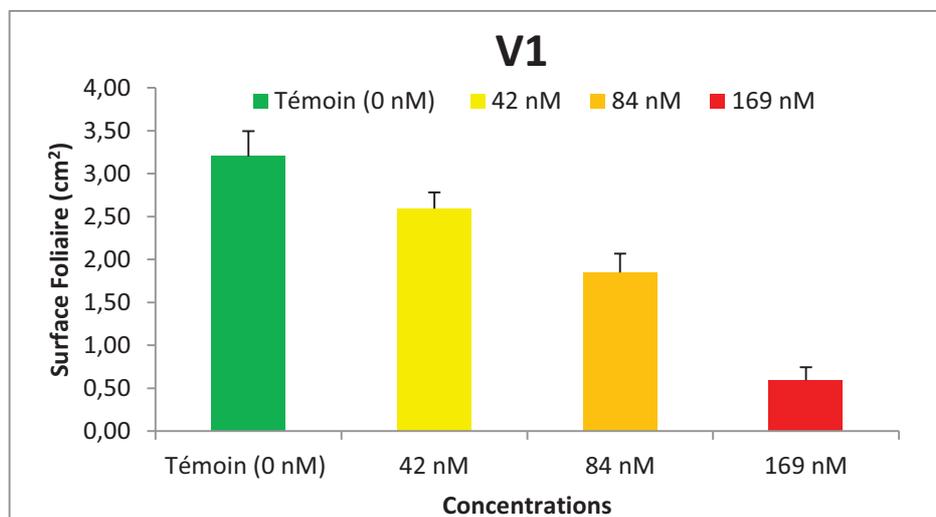


Figure 53. Effets de trois concentrations de Cossack sur la surface foliaire de V1: Semito, après 14 jours de traitement ($m \pm s$, $n=3$).

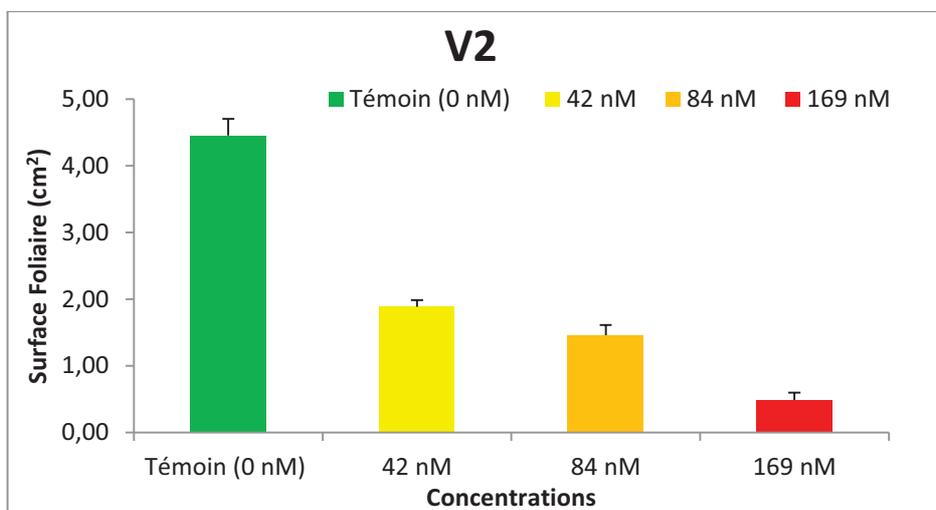


Figure. 54: Effets de trois concentrations de Cossack sur la surface foliaire de V2: Cirta, après 14 jours de traitement ($m \pm s$, $n=3$).

La représentation graphique des résultats statistiques obtenus dans le cas du traitement par le Sekator des deux variétés Sémito et Cirta est illustrée sur les figure 55 et 56.

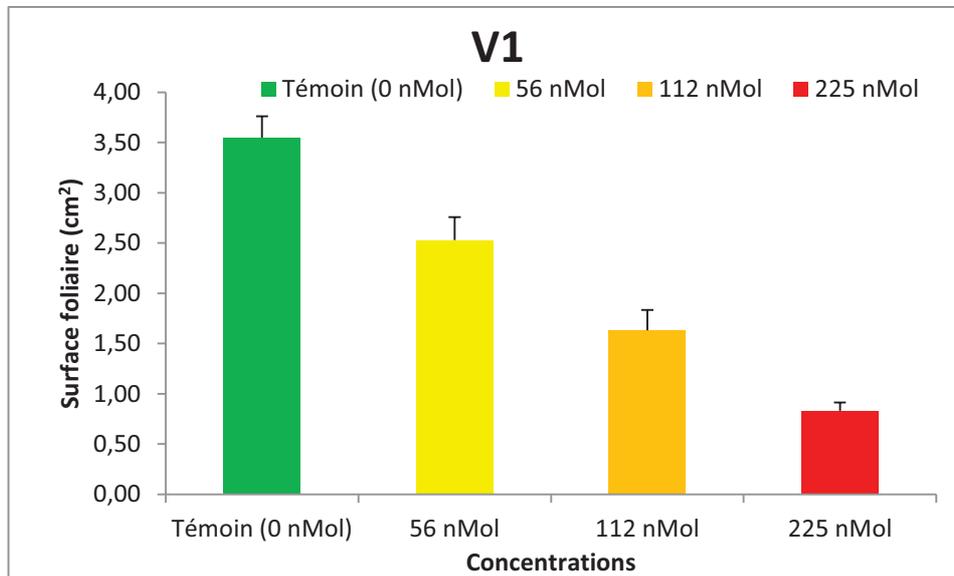


Figure 55. Effets de trois concentrations de Sekator sur la surface foliaire de V1: Sémito, après 14 jours de traitement ($m \pm s$, $n=3$).

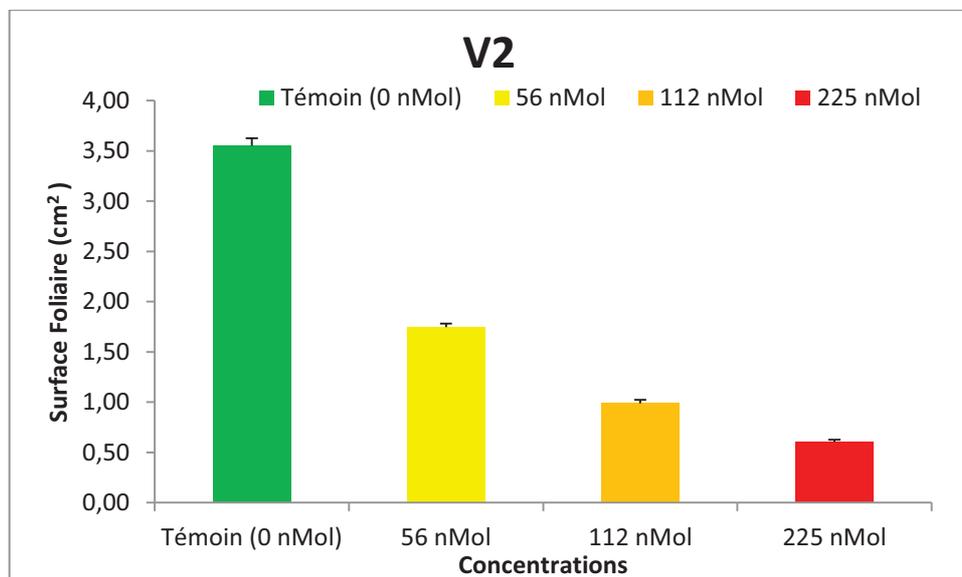


Figure. 56: Effets de trois concentrations de Sekator sur la surface foliaire de V2: Cirta, après 14 jours de traitement ($m \pm s$, $n=3$).

Tableau 29. Résultats de l'analyse de la variance à trois critères de classification appliquée dans la comparaison, entre les différentes concentrations, les différents temps et les deux variétés **Semito** et **Cirta** soumises à l'herbicide **Cossack**.

Paramètres étudiés	Source de variables	ddl	SCS	CM	F _{obs}	P
Pourcentage de germination	Variété	1	0,0	0,0	0,0	1,000 N.S
	concentration	3	16079,2	5359,7	102,91	0,000 ***
	Temps	3	22279,2	7426,4	142,59	0,000 ***
Nombre moyen des racines	Variété	1	6,51	6,51	20,16	0,000 ***
	concentration	3	47,61	15,87	49,15	0,000 ***
	Temps	3	89,36	29,78	92,25	0,000 ***
Longueur moyenne des racines	Variété	1	541,5	541,5	161,44	0,000 ***
	concentration	3	21840,2	7280,1	2170,46	0,000 ***
	Temps	3	6800,8	2266,9	675,86	0,000 ***
Longueur moyenne des tigelles	Variété	1	600,00	600,00	111,20	0,000 ***
	concentration	3	11459,58	3819,86	707,93	0,000 ***
	Temps	3	9344,83	3114,94	577,29	0,000 ***

ddl = degré de liberté

SCS = somme des carrés

CM= carré moyen

P = probabilité

F_{obs}= valeur observée de la variable F de FISHER

Tableau 30. Résultats de l'analyse de la variance à trois critères de classification appliquée dans la comparaison, entre les différentes concentrations, les différents temps et les deux variétés **Semito** et **Cirta** soumises à l'herbicide **Sekator**.

Paramètres étudiés	Source de variables	ddl	SCS	CM	F _{obs}	P
Pourcentage de germination	Variété	1	7704,2	7704,2	97,32	0,000 ***
	concentration	3	33775,0	11258,3	142,21	0,000 ***
	Temps	3	8108,3	2702,8	34,14	0,000 ***
Nombre moyen des racines	Variété	1	3,01	3,01	5,78	0,019 *
	concentration	3	33,69	11,23	21,57	0,000 ***
	Temps	3	60,114	20,038	38,47	0,000 ***
Longueur moyenne des racines	Variété	1	322,7	322,7	30,98	0,000 ***
	concentration	3	25334,2	8444,7	810,6	0,000 ***
	Temps	3	6776,5	2258,8	216,85	0,000 ***
Longueur moyenne des tigelles	Variété	1	627,8	627,8	73,66	0,000 ***
	concentration	3	8162,0	2720,7	319,20	0,000 ***
	Temps	3	8598,84	2866,28	336,28	0,000 ***

ddl = degré de liberté

SCS = somme des carrés

CM= carré moyen

P = probabilité

F_{obs}= valeur observée de la variable F de FISHER

Tableau 31. Résultats de l'analyse de la variance à deux critères de classification appliquée dans la comparaison, entre les différentes concentrations et entre les deux variétés **Semito** et **Cirta** soumises aux traitements herbicides par le **Cossack** et le **Sekator**.

Produits	Paramètres étudiés	Source de variables	ddl	SCS	CM	F _{obs}	P	
Cossack	Indice de germination	Variété	1	5,35	5,35	0,42	0,528 N.S	
		concentration	3	886,01	295,34	22,91	0,000 ***	
	Vitesse de germination	Variété	1	1,15	1,15	1,24	0,282 N.S	
		concentration	3	50,25	16,75	17,98	0,000 ***	
	LMF	Variété	1	192,7	192,7	6,80	0,019 *	
		concentration	3	43173,5	14391,2	507,92	0,000 ***	
	La Surface foliaire	Variété	1	0,001	0,001	0,02	0,897 N.S	
		concentration	3	33,86	11,28	99,53	0,000 ***	
	Sekator	Indice de germination	Variété	1	453,56	453,56	31,47	0,000 ***
			concentration	3	2049,19	683,06	47,39	0,000 ***
Vitesse de germination		Variété	1	19,17	19,17	12,25	0,003 **	
		concentration	3	781,83	260,61	166,47	0,000 ***	
LMF		Variété	1	2400,0	2400,0	19,30	0,000 ***	
		concentration	3	41931,5	13977,2	112,38	0,000 ***	
La Surface foliaire		Variété	1	1,027	1,027	35,55	0,000 ***	
		concentration	3	27,09	9,03	312,38	0,000 ***	

ddl = degré de liberté

SCS = somme des carrés

CM= carré moyen

P = probabilité

F_{obs}= valeur observée de la variable F de FISHER

Tableau 32. Test de TUKEY de la comparaison entre les quatre temps, les différentes concentrations et les deux variétés **Semito** et **Cirta** soumises à l'herbicide **Cossack**.

Paramètres étudiés	variables	N	Groupes	Nombre de groupes
Pourcentage de germinations (PG)	Variétés	48	V1 V2 <u>66,87 66,87</u> A	1
	Concentrations	24	C3 C2 C1 T <u>46,6 65,8 73,3 81,6</u> D C B A	4
	Temps	24	48h 72h 96h 120h <u>41,6 68,3 76,6 80,8</u> C B A	3
Nombre moyen de racines (NMR)	Variétés	48	V1 V2 <u>3,27 3,79</u> A B	2
	Concentrations	24	C3 C2 C1 T <u>2,5 3,29 4,0 4,33</u> C B A	3
	Temps	24	48h 72h 96h 120h <u>2,12 3,2 4,12 4,66</u> D C B A	4
Longueur moyenne des racines (LMR)	Variétés	48	V2 V1 <u>21,2 26,0</u> B A	2
	Concentrations	24	C3 C2 C1 T <u>12,04 14,75 18,37 49,5</u> D C B A	4
	Temps	24	48h 72h 96h 120h <u>11,9 20,0 28,5 34,12</u> D C B A	4
Longueur moyenne des tigelles (LMT)	Variétés	48	V2 V1 <u>11,16 16,16</u> B A	2
	Concentrations	24	C3 C2 C1 T <u>5,41 6,62 10,29 32,33</u> C B A	3
	Temps	24	48h 72h 96h 120h <u>2,79 7,21 6,02 8,6</u> D C B A	4

Tableau 33. Test de TUKEY de la comparaison entre les quatre temps, les différentes concentrations et les deux variétés **Semito et Cirta** soumises à l'herbicide **Sekator**.

Paramètres étudiés	variables	N	Groupes	Nombre de groupes
Pourcentage de germinations (PG)	Variétés	48	V1 V2 <u>59,79 77,70</u> B A	2
	Concentrations	24	C3 C2 C1 T <u>40,8 65,0 77,08 92,08</u> D C B A	4
	Temps	24	48h 72h 96h 120h <u>55,0 66,2 74,5 79,1</u> C B A	3
Nombre moyen de racines (NMR)	Variétés	48	V1 V2 <u>3,12 3,47</u> A B	2
	Concentrations	24	C3 C2 C1 T <u>2,54 3,0 3,54 4,12</u> C BC B A	4
	Temps	24	48h 72h 96h 120h <u>2,16 3,08 3,62 4,33</u> C B A	3
Longueur moyenne des racines (LMR)	Variétés	48	V2 V1 <u>23,3 27,0</u> B A	2
	Concentrations	24	C3 C2 C1 T <u>11,79 14,75 21,7 52,6</u> D C B A	4
	Temps	24	48h 72h 96h 120h <u>13,08 22,2 30,5 35,12</u> D C B A	4
Longueur moyenne des tigelles (LMT)	Variétés	48	V2 V1 <u>12,56 17,67</u> B A	2
	Concentrations	24	C3 C2 C1 T <u>6,68 9,79 13,45</u> <u>30,54</u> D C B A	4
	Temps	24	48h 72h 96h 120h <u>3,35 9,33 19,87 27,9</u> D C B A	4

Tableau 34. Test de TUKEY de la comparaison, entre les différentes concentrations et les deux variétés **Semito** et **Cirta** soumises à l'herbicide **Cossack**.

Paramètres étudiés	Variétés	N	Groupes	Nombre de groupes
Indice de germination	Variétés	12	V1 V2 <u>31,69 32,64</u> A	1
	Concentrations	6	C3 C2 C1 T <u>22,3 32,5 35,0 38,7</u> C B AB	4
Vitesse de germination	Variétés	12	V1 V2 <u>7,46 7,8</u> A	1
	Concentrations	6	C3 C2 C1 T <u>5,38 7,66 8,35 9,31</u> C B AB	4
Longueur moyenne des feuilles	Variétés	12	V2 V1 <u>53,7 59,4</u> B A	2
	Concentrations	6	C3 C2 C1 T <u>17,6 27,6 54,8</u> <u>126,1</u> D C B A	4
La Surface foliaire	Variétés	12	V1 V2 <u>2,06 2,07</u> A	1
	Concentrations	6	C3 C2 C1 T <u>0,54 1,65 2,24 3,83</u> D C B A	4

Tableau 35. Test de TUKEY de la comparaison, entre les différentes concentrations et les deux variétés **Semito** et **Cirta** soumises à l'herbicide **Sekator**.

Paramètres étudiés	Variétés	N	Groupes				Nombre de groupes
Indice de germination	Variétés	12	V1 <u>29,9</u> B	V2 <u>38,6</u> A			2
	Concentrations	6	C3 <u>20,4</u> C	C2 <u>32,5</u>	C1 <u>38,3</u> B	T <u>45,6</u> A	3
Vitesse de germination	Variétés	12	V2 <u>9,61</u> B	V1 <u>11,4</u> A			2
	Concentrations	6	C3 <u>4,84</u> C	C2 <u>7,78</u>	C1 <u>9,43</u> B	T <u>19,97</u> A	3
LMF	Variétés	12	V2 <u>75,4</u> B	V1 <u>95,4</u> A			2
	Concentrations	6	C3 <u>43,8</u> <u>151,33</u> C	C2 <u>55,6</u>	C1 <u>90,8</u> B	T A	3
La Surface foliaire	Variétés	12	V2 <u>1,72</u> B	V1 <u>2,14</u> A			2
	Concentrations	6	C3 <u>0,72</u> D	C2 <u>1,31</u> C	C1 <u>2,14</u> B	T <u>3,55</u> A	4

Tableau 36. Test de DUNETT de la comparaison entre les différentes concentrations, pour les deux variétés **Sémito** et **Cirta** soumises aux deux produits herbicides le **Cossack** et le **Sekator**.

Produits	Paramètres étudiés	Groupes	Nombre de groupes
Cossack	Pourcentage de germinations (PG)	C3 C2 C1 T 46,6 65,8 73,3 <u>81,66</u> A	4
	Nombre moyen de racines (NMR)	C3 C2 C1 T 2,5 3,29 <u>4,0 4,33</u> A	3
	Longueur moyenne des racines (LMR)	C3 C2 C1 T 12,04 14,75 18,37 <u>49,5</u> A	4
	Longueur moyenne des tigelles (LMT)	C3 C2 C1 T 5,41 6,62 10,29 <u>32,33</u> A	4
Sekator	Pourcentage de germinations (PG)	C3 C2 C1 T 40,8 65,0 77,08 <u>92,08</u> A	4
	Nombre moyen de racines (NMR)	C3 C2 C1 T 2,54 3,0 3,54 <u>4,12</u> A	4
	Longueur moyenne des racines (LMR)	C3 C2 C1 T 11,79 14,75 21,7 <u>52,6</u> A	4
	Longueur moyenne des tigelles (LMT)	C3 C2 C1 T 6,68 9,79 13,45 <u>30,54</u> A	4

Tableau 37. Test de DUNETT de la comparaison entre les différentes concentrations, pour l'indice de germination, la vitesse de germination, la longueur moyenne des feuilles et la surface foliaire, pour les deux variétés **Sémito** et **Cirta** soumises aux deux produits herbicides le **Cossack** et le **Sekator**.

Produits	Paramètres étudiés	Groupes				Nombre de groupes
Cossack	Indice de germination	C3 22,3	C2 32,5	C1 <u>35,0</u>	T 38,7	3
		A				
	Vitesse de germination	C3 5,38	C2 7,66	C1 <u>8,35</u>	T 9,31	3
		A				
Cossack	Longueur moyenne des feuilles	C3 17,6	C2 27,6	C1 54,8	T <u>126,1</u>	4
		A				
	La Surface foliaire	C3 0,54	C2 1,65	C1 2,24	T <u>3,83</u>	4
		A				
Sekator	Indice de germination	C3 20,4	C2 32,5	C1 38,3	T <u>45,6</u>	4
		A				
	Vitesse de germination	C3 4,84	C2 7,78	C1 9,43	T <u>19,97</u>	4
		A				
Sekator	Longueur moyenne des feuilles	C3 43,8	C2 55,6	C1 90,8	T <u>151,33</u>	4
		A				
	La Surface foliaire	C3 0,72	C2 1,31	C1 2,14	T <u>3,55</u>	4
		A				

- **Effets des sulfonilurées sur les paramètres physiologiques et le métabolisme respiratoire**

• **La teneur relative en eau des feuilles (TRE %) :**

Les résultats de cette étude, montrent la réduction de la teneur en eau des feuilles pour chaque concentration appliquée, comparativement à la concentration témoin, pour chaque produit herbicide utilisé, chez les deux variétés de blé dur : Semito et Cirta.

Le test t de Student (tableau 38), indique que chez la variété Semito, il existe des différences très hautement significatives entre les témoins T ($p = 0,001$) et les concentrations C1 ($p = 0,000$) et des différences hautement significatives ($p = 0,003$) entre les concentrations C2 des deux herbicides.

Cependant, il n'existe pas de différences significatives entre les concentrations C3.

Chez la variété Cirta, on observe des différences très hautement significatives ($p = 0,000$) entre les témoins et entre les concentrations C1. Pour les autres Concentrations C2 et C3, il n'existe pas de différences significatives entre le Cossack et le Sekator.

Les résultats de l'analyse de la variance à deux critères de classification (tableau 41) révèlent que :

Pour le traitement avec le Cossack, on enregistre des différences très hautement significatives ($p = 0,000$) pour la comparaison entre les variétés et aussi la comparaison entre les concentrations.

Pour le traitement avec le Sekator, on observe aussi des différences très hautement significatives ($p = 0,000$) pour la comparaison entre les variétés et la comparaison entre les concentrations.

Le test de TUKEY dont les résultats sont représentés dans le tableau 42 indiquent que :

Pour le Cossack : Les variétés sont classées en deux groupes : B (V1) et A (V2), vu que chaque variété est différente de l'autre. Alors que les quatre concentrations sont classées en trois groupes : C (C3), B (C2) et A (C1, T). Les concentrations C1 et C0 sont donc identiques entre elles et différentes des autres concentrations C2 et C3.

Pour le deuxième produit le Sekator, on enregistre deux groupes de classement pour les variétés : B (V2) et A (V1), et quatre groupes de classement pour les concentrations : D(C3), C (C2), B (C1) et A (T). C'est-à-dire que chaque variété est différente et chaque concentration est aussi différente des autres concentrations.

Le tableau 43, représente les résultats du test de DUNETT des deux variétés de *T.durum* et des deux traitements herbicides. Les résultats obtenus, montrent que pour le Cossack et le Sekator, les témoins T sont différents des autres concentrations C1, C2 et C3.

Tableau 38. Test t de Student pour échantillons indépendants appliqué pour comparer entre les deux produits herbicides, la **teneur en eau des feuilles (TE%)** obtenus pour chaque temps et chaque concentration chez les deux variétés **Semito** et **Cirta** de *T.durum*.

Variétés	Concentrations	Produit herbicide	moyenne	T _{obs}	P
Semito	T	Cossack Sekator	90,74 98,65	-7,91	0,001 ***
	C1	Cossack Sekator	88,23 98,24	-16,70	0,000 ***
	C2	Cossack Sekator	85,18 88,60	-6,66	0,003 **
	C3	Cossack Sekator	83,3 86,43	-2,61	0,059 N.S
Cirta	T	Cossack Sekator	98,66 93,21	21,38	0,000 ***
	C1	Cossack Sekator	98,24 90,49	35,11	0,000 ***
	C2	Cossack Sekator	88,60 89,25	-2,12	0,101 N.S
	C3	Cossack Sekator	86,43 86,01	0,29	0,785 N.S

T_{obs}= valeur observée de la variance t de Student

P= Probabilité

La représentation graphique des résultats statistiques obtenus dans le cas du traitement par le Cossack des deux variétés Sémito et Cirta est illustrée sur les figure 57 et 58.

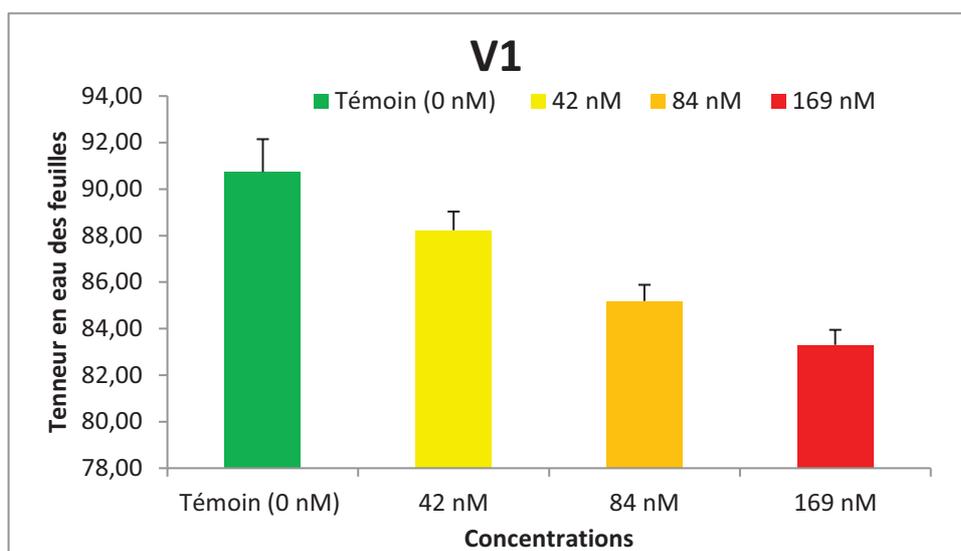


Figure 57. Effets de trois concentrations de Cossack sur la teneur en eau des feuilles de V1: Semito, après 14 jours de traitement ($m \pm s$, $n=3$).

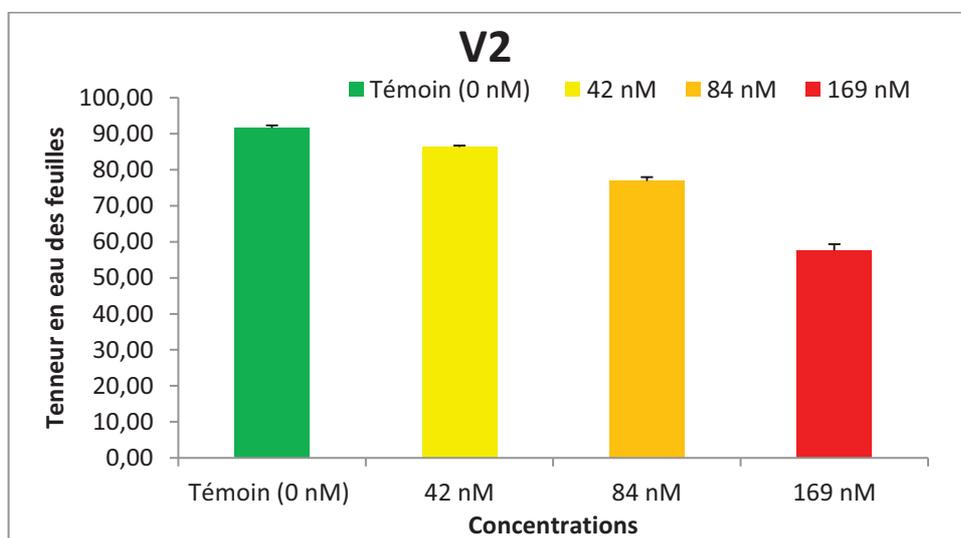


Figure 58. Effets de trois concentrations de Cossack sur la teneur en eau des feuilles de V2: Cirta, après 14 jours de traitement ($m \pm s$, $n=3$).

La représentation graphique des résultats statistiques obtenus dans le cas du traitement par le Sekator des deux variétés Sémito et Cirta est illustrée sur les figure 59 et 60.

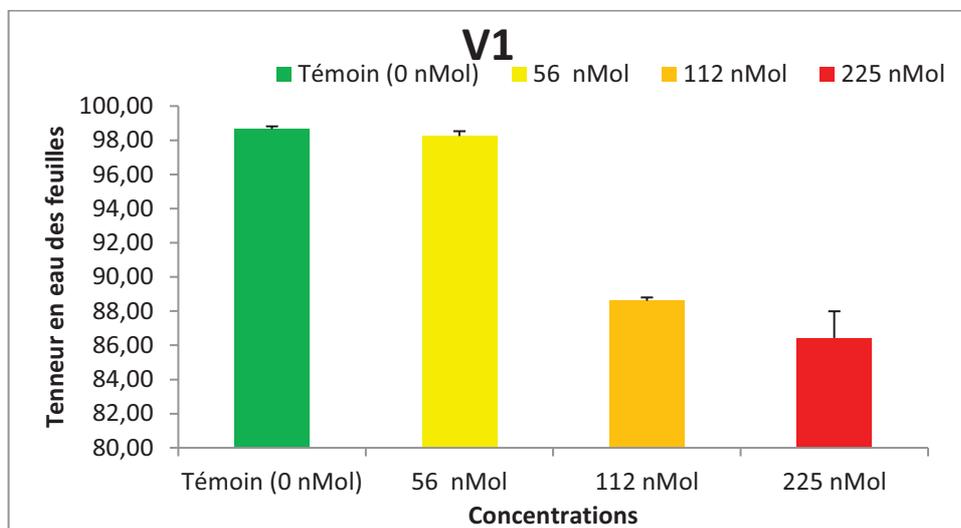


Figure 59. Effets de trois concentrations de Sekator sur la teneur en eau des feuilles de V1: Sémito, après 14 jours de traitement ($m \pm s$, $n=3$).

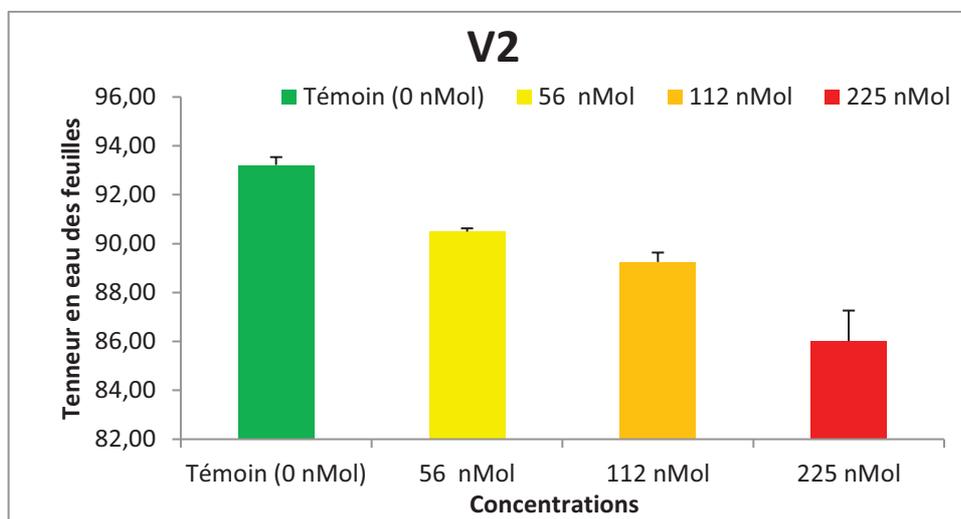


Figure 60. Effets de trois concentrations de Sekator sur la teneur en eau des feuilles de V2: Cirta, après 14 jours de traitement ($m \pm s$, $n=3$).

- **Les chlorophylles**

Une diminution de la teneur en chlorophylles a , b et $a+b$ a été enregistrée chez la Semito et la Cirta, pour chaque concentration comparativement au témoin et pour chaque herbicide appliqué.

Le test t de Student (tableau 39), montre l'existence de différences très hautement significatives ($p = 0,000$) entre le Cossack et le Sekator pour chaque concentration chez la V1 : Semito et pour la teneur en chlorophylles a , b et $a+b$, excepté pour la teneur en chlorophylle b où il n'existe pas de différences significatives entre les concentrations C3 des deux pesticides.

Chez la variété Cirta, on enregistre des différences très hautement significatives ($p \leq 0,001$) entre le Cossack et le Sekator pour chaque concentration et pour les teneurs en chlorophylle a , chlorophylle b et chlorophylle $a+b$ (tableau 40).

L'analyse de la variance à deux critères de classification (tableau 41), montre que pour le produit Cossack, il existe des différences très hautement significatives ($p = 0,000$) pour la comparaison entre les variétés de *T.durum* et la comparaison entre les différentes concentrations, pour la teneur en chlorophylles (a), (b) et ($a+b$).

Par ailleurs, pour le Sekator, aucune différence significative n'a été enregistré ($p = 0,130$) entre les variétés et des différences très hautement significatives ($p = 0,000$) entre les différentes concentrations concernant uniquement la teneur en chlorophylle a . Pour la teneur en chlorophylle b et $a+b$, des différences très hautement significatives ($p=0,000$) ont été enregistrée pour la comparaison entre la variété Semito et la variété Cirta et la comparaison entre les différentes concentrations.

Les résultats du test de TUKEY (tableau 42) montrent que :

Pour le Cossack, les valeurs obtenues de la teneur en chlorophylle (a), (b) et ($a+b$), nous a permis de classer les variétés en deux groupes : B (V2) et A (V1), c'est à dire chaque variété est différente.

Par contre, les valeurs enregistrées de la teneur en chlorophylle (a), a permis de mettre en évidence trois groupes de classement pour les concentrations : C (C2, C3), B (C1) et A (T). Les concentrations C2 et C3 sont donc identiques entre elles et différentes des concentrations C1 et des témoins T.

Pour la teneur en chlorophylle (b) et en chlorophylle ($a+b$), les variétés sont classées en deux groupes : B (V1) et A (V2) et quatre groupes de classement pour les concentrations : D (C3), C (C2), B (C1) et A (T). Donc, chaque variété est différente de l'autre.

Pour le Sekator, les valeurs enregistrées de la teneur en chlorophylle (a), (b) et ($a+b$), classent les variétés en deux groupes : B (V1) et A (V2), et les concentrations en quatre groupes : D (C3), C (C2), B (C1) et A (T). Chaque variété est à lors différente et chaque concentration est aussi différente.

Le test de DUNETT représenté dans le tableau 43, indique que pour les deux herbicides, les témoins T sont différents des autres concentrations C1, C2 et C3.

Tableau 39. Test t de Student pour échantillons indépendants appliqué pour comparer entre les deux produits herbicides, la teneur en **chlorophylle a**, **chlorophylle b** et **chlorophylle (a+b)** obtenus pour chaque temps et chaque concentration chez la variété **Semito** de *T.durum*.

Variétés	Chlorophylles	Concentrations	Produit herbicide	moyenne	T _{obs}	P
Semito	Chlorophylle <i>a</i>	T	Cossack Sekator	17,46 741,1	-55,09	0,000 ***
		C1	Cossack Sekator	13,04 620,1	-32,65	0,000 ***
		C2	Cossack Sekator	11,98 619,19	-121,56	0,000 ***
		C3	Cossack Sekator	6,46 469,5	-39,24	0,000 ***
	Chlorophylle <i>b</i>	T	Cossack Sekator	437,6 936,22	-33,38	0,000 ***
		C1	Cossack Sekator	400,9 815,1	-18,82	0,000 ***
		C2	Cossack Sekator	378,3 519,5	-9,61	0,001 ***
		C3	Cossack Sekator	302,3 321,9	-0,80	0,470 N.S
	Chlorophylle <i>a+b</i>	T	Cossack Sekator	878,0 1683,7	-56,22	0,000 ***
		C1	Cossack Sekator	730,5 1441,9	-37,80	0,000 ***
		C2	Cossack Sekator	681,2 1145,1	-29,47	0,000 ***
		C3	Cossack Sekator	465,6 796,2	-14,76	0,000 ***

T_{obs}= valeur observée de la variance t de Student

P= Probabilité

Tableau 40. Test t de Student pour échantillons indépendants appliqué pour comparer entre les deux produits herbicides, la **teneur en chlorophylle a**, **chlorophylle b** et **chlorophylle a+b**, obtenus pour chaque temps et chaque concentration chez la variété **Cirta** de *T.durum*.

Variétés	Chlorophylles	Concentrations	Produit herbicide	moyenne	T _{obs}	P
Cirta	Chlorophylle <i>a</i>	T	Cossack Sekator	578,4 787,5	-9,67	0,001 ***
		C1	Cossack Sekator	306,18 753,70	-95,61	0,000 ***
		C2	Cossack Sekator	67,17 548,0	-41,06	0,000 ***
		C3	Cossack Sekator	89,08 303,9	-12,81	0,000 ***
	Chlorophylle <i>b</i>	T	Cossack Sekator	718,1 1029,9	-21,01	0,000 ***
		C1	Cossack Sekator	664,2 893,00	-18,79	0,000 ***
		C2	Cossack Sekator	555,7 931,6	-35,81	0,000 ***
		C3	Cossack Sekator	284,37 982,6	-28,68	0,000 ***
	Chlorophylle <i>a+b</i>	T	Cossack Sekator	1301,4 1824,0	-20,05	0,000 ***
		C1	Cossack Sekator	973,9 1654,8	-64,88	0,000 ***
		C2	Cossack Sekator	623,95 1485,7	-97,94	0,000 ***
		C3	Cossack Sekator	374,53 1290,2	-93,14	0,000 ***

T_{obs}= valeur observée de la variance t de Student

P= Probabilité

La représentation graphique des résultats statistiques obtenus dans le cas du traitement par le Cossack des deux variétés Sémito et Cirta est illustrée sur les figure 61, 62 et 63.

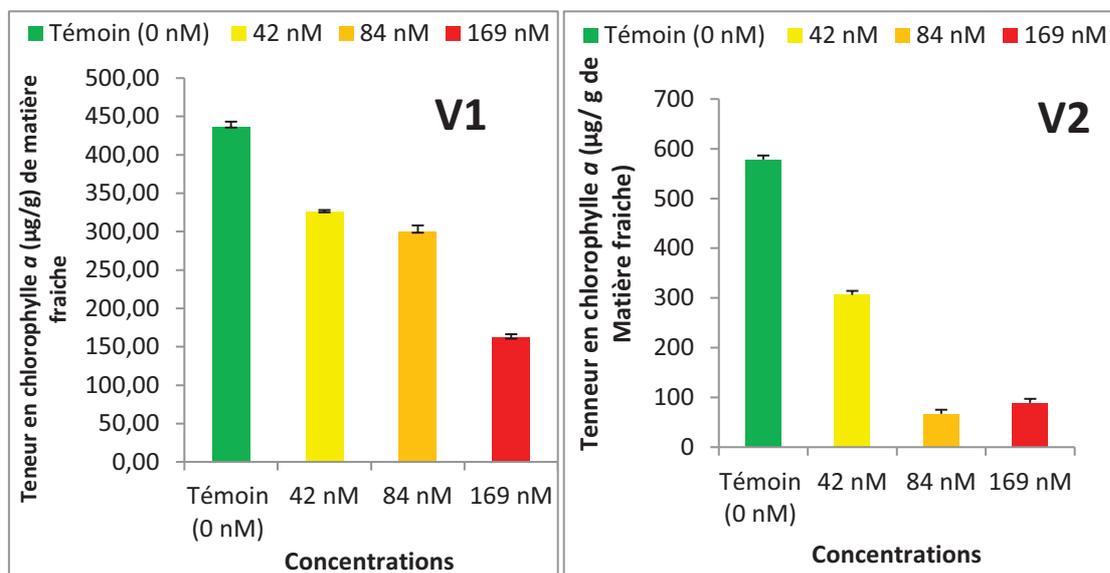


Figure. 61: Effets de trois concentrations de Cossack sur la teneur en chlorophylle *a* de la V1: Semito et la V2 : Cirta, après 14 jours de traitement ($m \pm s$, $n=3$).

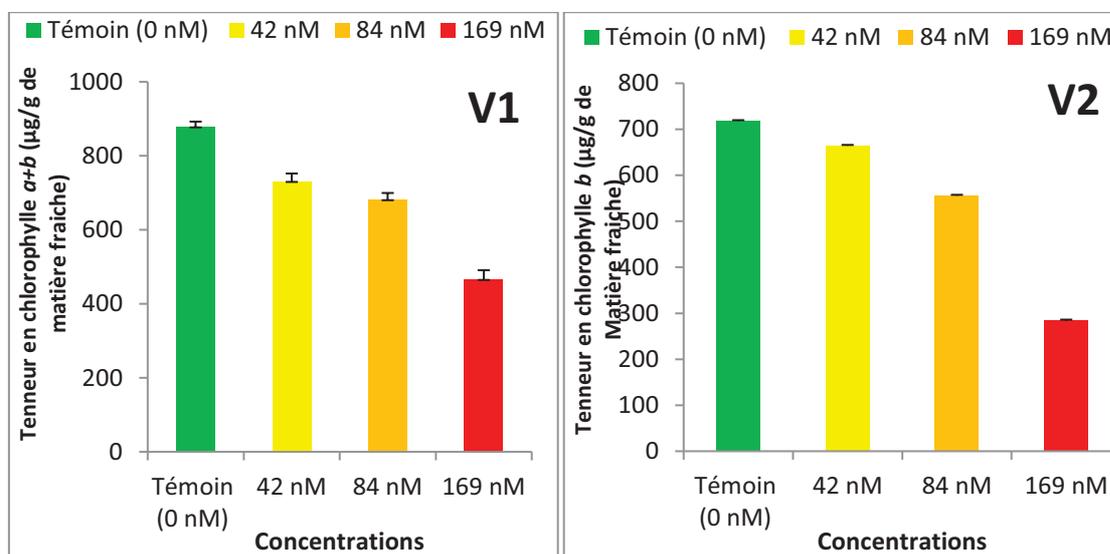


Figure 62. Effets de trois concentrations de Cossack sur la teneur en chlorophylle *b* de la V1: Semito et la V2 : Cirta, après 14 jours de traitement ($m \pm s$, $n=3$).

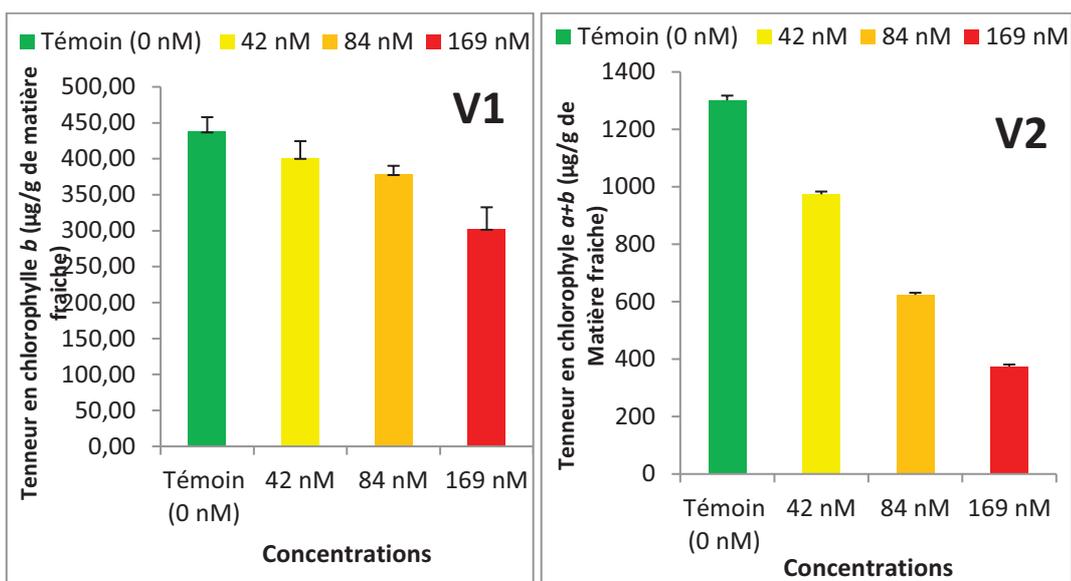


Figure 63. Effets de trois concentrations de Cossack sur la teneur en chlorophylle (a+b) de la V1: Semito et la V2 : Cirta, après 14 jours de traitement ($m \pm s$, $n=3$).

La représentation graphique des résultats statistiques obtenus dans le cas du traitement par le Sekator des deux variétés Sémito et Cirta est illustrée sur les figure 64, 65 et 66.

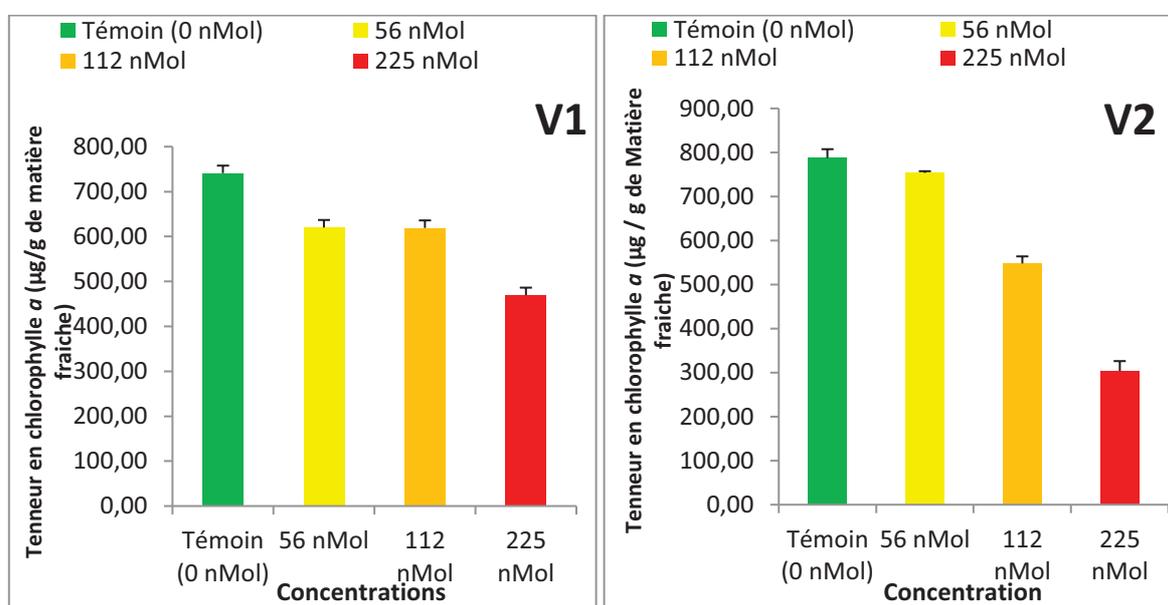


Figure 64. Effets de trois concentrations de Sekator sur la teneur en chlorophylle (a) de la V1: Semito et la V2 : Cirta, après 14 jours de traitement ($m \pm s$, $n=3$).

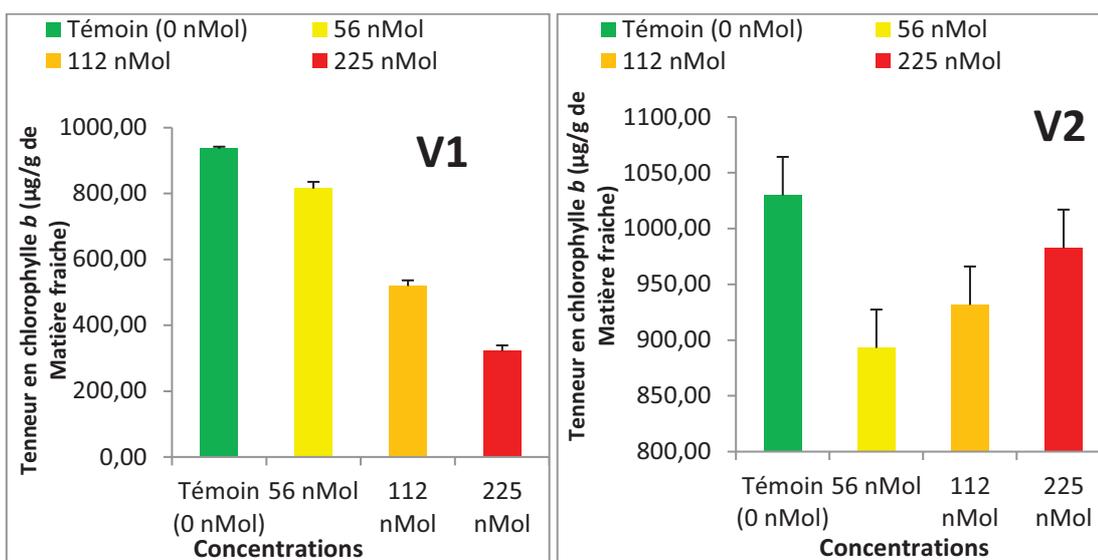


Figure. 65: Effets de trois concentrations de Sekator sur la teneur en chlorophylle (*b*) de la V1: Semito et la V2 : Cirta, après 14 jours de traitement ($m \pm s$, $n=3$).

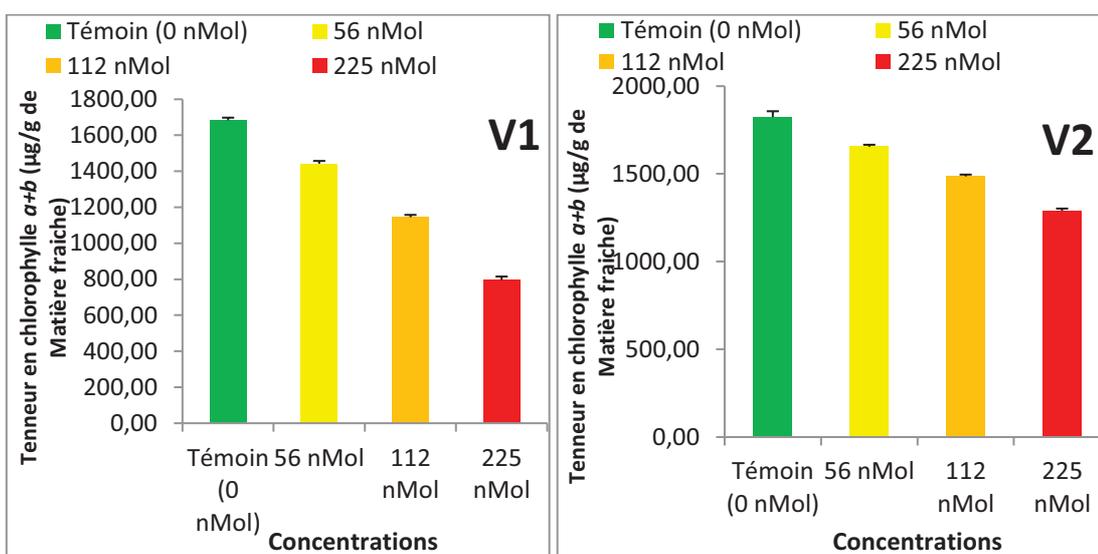


Figure 66. Effets de trois concentrations de Sekator sur la teneur en chlorophylle (*a+b*) de la V1: Semito et la V2 : Cirta, après 14 jours de traitement ($m \pm s$, $n=3$).

Tableau 41. Résultats de l'analyse de la variance à deux critères de classification appliquée dans la comparaison, entre les différentes concentrations et entre les deux variétés **Semito** et **Cirta** pour chaque traitement herbicide appliqué.

Produits	Paramètres étudiés	Source de variables	ddl	SCS	CM	F _{obs}	P	
Cossack	La teneur en eau	Variété	1	224,5	224,55	195,82	0,000 ***	
		concentration	3	411,4	137,14	119,52	0,000 ***	
	Chl (a)	Variété	1	368942	368942	3018,2	0,000 ***	
		concentration	3	263169	87723	717,6	0,000 ***	
	Chl (b)	Variété	1	185473	185473	390,5	0,000 ***	
		concentration	3	280490	93497	196,8	0,000 ***	
	Chl (a+b)	Variété	1	100816	100816	253,25	0,000 ***	
		concentration	3	1464808	488269	1226,51	0,000 ***	
	Sekator	La teneur en eau	Variété	1	62,90	62,90	75,82	0,000 ***
			concentration	3	374,14	124,713	150,32	0,000 ***
		Chl (a)	Variété	1	1209	1209	2,55	0,130 N.S
			concentration	3	481287	160429	338,37	0,000 ***
Chl (b)		Variété	1	580761	580761	1161,89	0,000 ***	
		concentration	3	382518	127506	255,09	0,000 ***	
Chl (a+b)		Variété	1	529091	529091	1164,55	0,000 ***	
		concentration	3	1684551	561517	1235,93	0,000 ***	

ddl = degré de liberté

SCS = somme des carrés

CM= carré moyen

P = probabilité

F_{obs}= valeur observée de la variable F de FISHER

Tableau 42. Test de TUKEY de la comparaison, entre les différentes concentrations et les deux variétés **Semito et Cirta** pour chaque traitement herbicide le **Cossack** et le **Sekator**.

Produits	Paramètres étudiés	Variables	Groupes	Nombre de groupes	
Cossack	La teneur en eau	Variétés	V1 V2 <u>86,86 92,98</u> B A	2	
		Concentrations	C3 C2 C1 T <u>84,8 86,8 93,2 94,7</u> C B A	3	
	Chl (a)	Variétés	V1 V2 <u>12,242 60,2</u> B A	2	
		Concentrations	C2 C3 C1 T <u>39,5 47,71 59,62 97,9</u> C B A	3	
	Chl (b)	Variétés	V1 V2 <u>379,7 555,5</u> B A	2	
		Concentrations	C3 C2 C1 T <u>293,3 467 532,5 577,8</u> D C B A	4	
	Chl (a+b)	Variétés	V1 V2 <u>688,8 818,4</u> B A	2	
		Concentrations	C3 C2 C1 T <u>420,0 652,5 852,2 1089,6</u> D C B A	4	
	Sekator	La teneur en eau	Variétés	V2 V1 <u>89,74 92,98</u> B A	2
			Concentrations	C3 C2 C1 T <u>86,2 88,9 94,3 95,9</u> D C B A	4
Chl (a)		Variétés	V2 V1 <u>598,28 612,48</u> A	1	
		Concentrations	C3 C2 C1 T <u>386,6 583,6 686,9 764,3</u> D C B A	4	
Chl (b)		Variétés	V1 V2 <u>648,1 959,2</u> B A	2	
		Concentrations	C3 C2 C1 T <u>652,2 725,5 854,0 983,0</u> D C B A	4	
Chl (a+b)		Variétés	V1 V2 <u>1266,7 1563,6</u> B A	2	
		Concentrations	C3 C2 C1 T <u>1043,1 1315,4 1548,3 1753,8</u> D C B A	4	

Tableau 43. Test de DUNETT de la comparaison entre les différentes concentrations, pour les deux variétés **Sémito et Cirta** soumises aux deux produits herbicides le **Cossack** et le **Sekator**.

Produits	Paramètres étudiés	Groupes				Nombre de groupes	
Cossack	La teneur en eau	C3 84,8	C2 86,8	C1 <u>93,2</u>	T <u>94,7</u>	3	
		A					
	Chl (a)	C2 39,5	C3 47,7	C1 159,6	T <u>297,9</u>		4
		A					
Chl (b)	C3 293,3	C2 467	C1 532,5	T <u>577,8</u>	4		
	A						
	Chl (a+b)	C3 420,0	C2 652,5	C1 852,2	T <u>1089,6</u>	4	
		A					
Sekator	La teneur en eau	C3 86,2	C2 88,9	C1 94,3	T <u>95,9</u>	4	
		A					
	Chl (a)	C3 386,6	C2 583,6	C1 686,9	T <u>764,3</u>		4
		A					
Chl (b)	C3 652,2	C2 725,5	C1 854,0	T <u>983,0</u>	4		
	A						
	Chl (a+b)	C3 1043,1	C2 1315,4	C1 1548,3	T <u>1753,8</u>	4	
		A					

- **Le métabolisme respiratoire des racines de *T.durum***

L'évolution du métabolisme respiratoire des racines de la variété Sémito de *T.durum*, après 14 jours de traitement par le produit Cossack est représentée dans la figure (67), celle-ci met en évidence une baisse remarquable de la respiration chez les racines traitées par rapport au témoin, cette diminution du métabolisme respiratoire est dose dépendante, c'est-à-dire, plus on augmente la concentration du produit Cossack chez les racines traitées et plus l'inhibition de la respiration augmente.

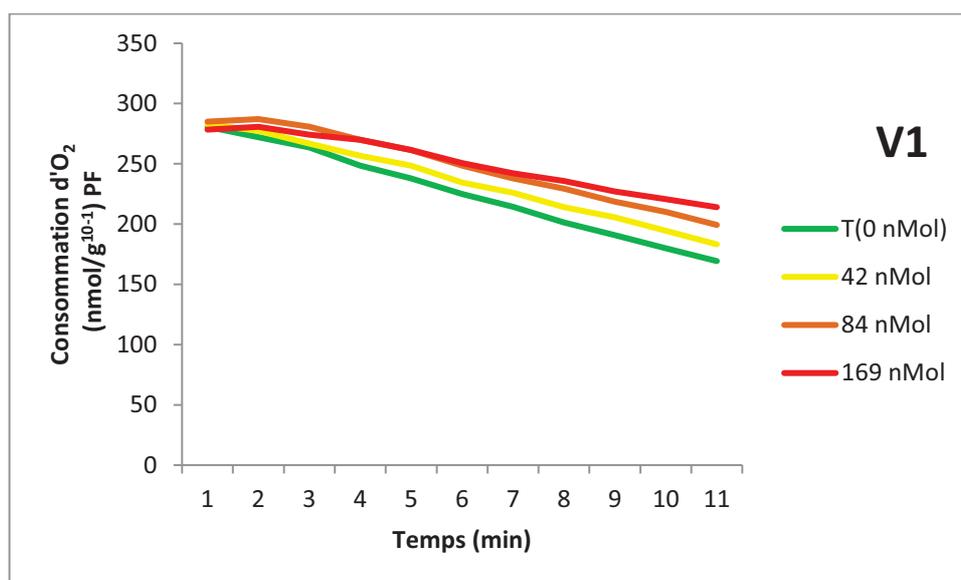


Figure 67. Effets du Cossack sur l'activité respiratoire des racines de la V1 : Sémito, après 14 jours de traitement.

La figure 68, montre les effets du Cossack sur l'activité respiratoire des racines de la variété de blé dur Cirta, après 14 jours de traitement. Cette figure met en évidence une diminution de la respiration des racines de Cirta exposées aux différentes concentrations de l'herbicide, la diminution est dose dépendante par rapport aux racines témoins, chez les concentrations C1, C2 et C3.

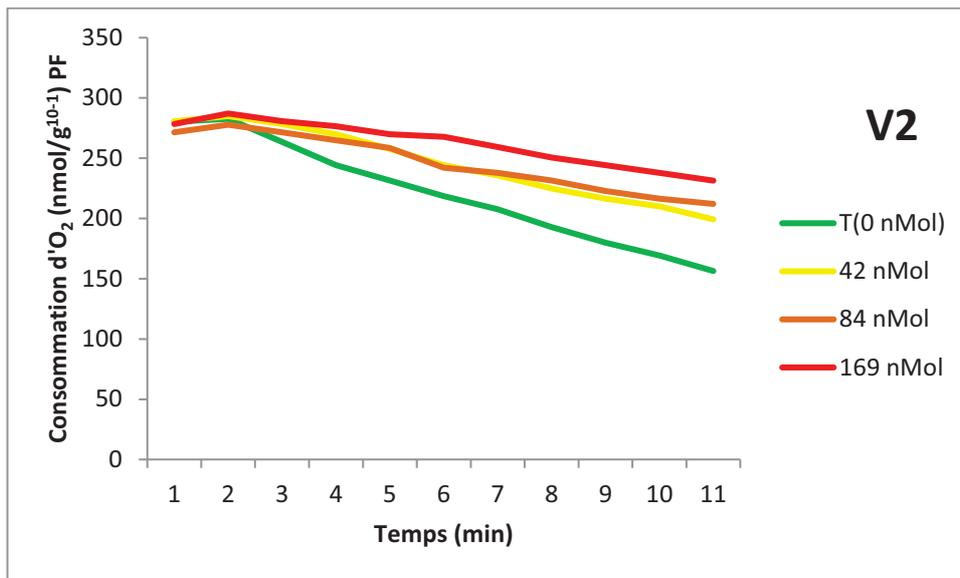


Figure 68. Effets du Cossack sur l'activité respiratoire des racines de la V2 : Cirta, après 14 jours de traitement.

La figure 69, illustre les effets du Sekator sur le métabolisme respiratoire des racines de la V1 : Semito, après 14 jours de traitement. On note une baisse dose dépendante de la consommation en Oxygène, suite à l'exposition des racines au xénobiotique.

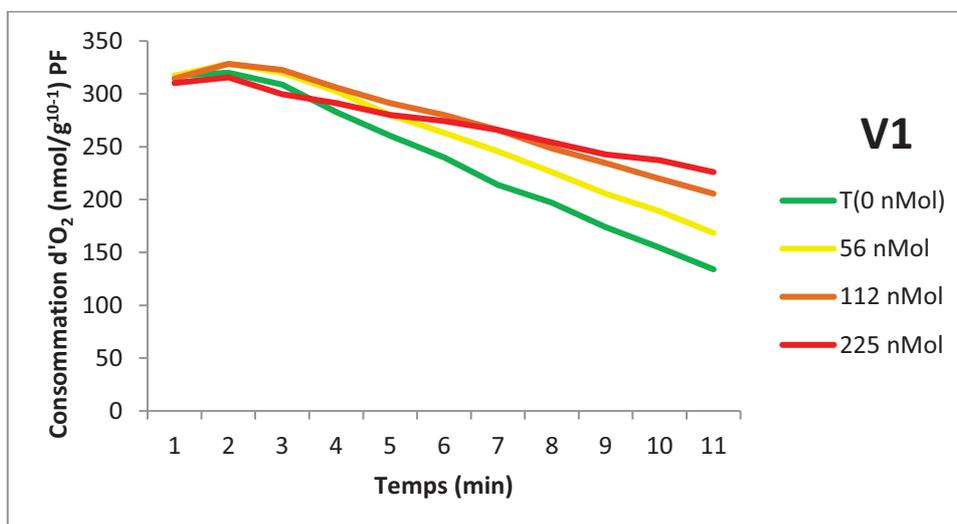


Figure 69. Effets du Sekator sur l'activité respiratoire des racines de la V1 : Semito, après 14 jours de traitement.

La figure 70, montre les effets du Sekator sur le métabolisme respiratoire des racines de la V2 : Cirta, après 14 jours de traitement. Cette figure met en évidence une perturbation du métabolisme respiratoire des racines traitées par rapport aux racines témoins. Cette perturbation se traduit par une diminution de la consommation en oxygène chez les racines exposées aux différentes concentrations du Sekator.

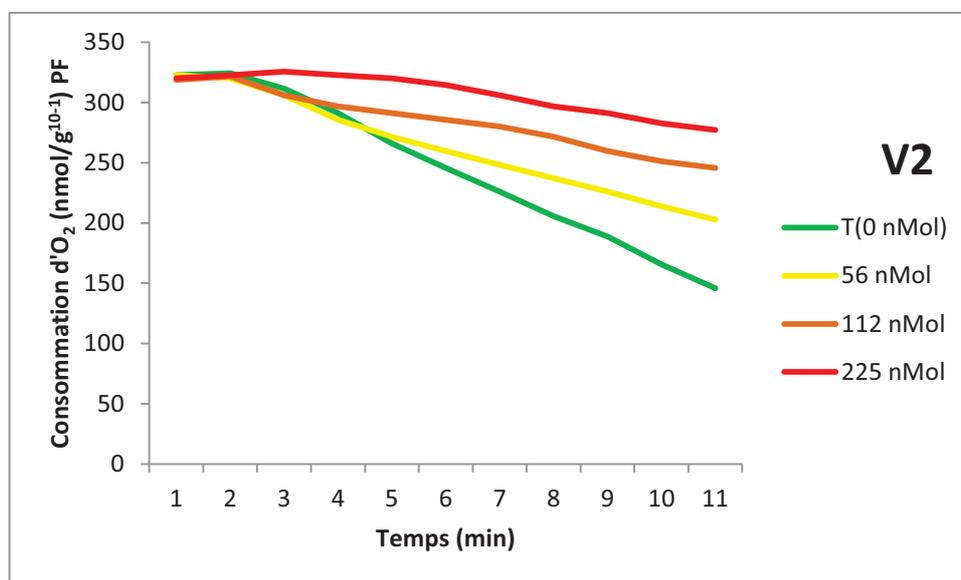


Figure 70. Effets du Sekator sur l'activité respiratoire des racines de la V2 : Cirta, après 14 jours de traitement.

- Effets des sulfonylurées sur les paramètres biochimiques

• La teneur en protéines totales

Les valeurs de l'étude statistique de base de la teneur en protéines totales par concentration, par produit herbicide et par variété de blé dur, montrent une baisse de la teneur en protéines totales pour les différentes concentrations C1, C2 et C3 comparativement au témoin, chez les deux variétés et ceci pour les deux produits herbicides appliqués. Plus on augmente la concentration plus la teneur en protéines totales diminue.

Le test t de Student (tableau 44), indique l'existence de différences hautement significatives entre les témoins T et entre les C2 des deux herbicides, et des différences significatives entre les concentrations C1. La comparaison entre les concentrations C3 des deux herbicides montre l'existence de différences très hautement significatives ($p = 0,001$) chez la V1.

La comparaison entre les deux herbicides appliqués sur la V2, révèle l'existence de différences très hautement significatives ($p \leq 0,001$), pour les différentes concentrations C0, C1, C2 et C3.

L'analyse de la variance à deux critères de classification représentée dans le tableau 47, montre la présence de différences très hautement significatives ($p = 0,000$) pour la comparaison entre les variétés et aussi pour la comparaison entre les concentrations, lors de l'application du Cossack.

Cependant, pour le Sekator, des différences juste significatives ($p = 0,018$) ont été enregistrées pour la comparaison entre les variétés et des différences très hautement significatives ($p = 0,000$) pour la comparaison entre les concentrations.

Le test de TUKEY, nous a permis de mettre en évidence deux groupes de classement pour les variétés : B (V1) et A (V2) et quatre groupes de classement pour les différentes concentrations : D (C3), C (C2), B (C1) et A (T). Donc, chaque variété est différente et chaque concentration est aussi différente des autres. Ce classement est valide pour chaque traitement appliqué (tableau 48).

Les résultats du test de DUNETT (tableau 49), montrent que pour chaque herbicide utilisé, le témoin T est différent des concentrations C1, C2 et C3.

Tableau 44. Test t de Student pour échantillons indépendants appliqué pour comparer entre les deux produits herbicides, **la teneur en protéines totaux** obtenus pour chaque temps et chaque concentration chez les deux variétés **Semito** et **Cirta** de *T.durum*.

Variétés	Concentrations	Produit herbicide	moyenne	T _{obs}	P
Semito	T	Cossack Sekator	112,91 126,08	-5,48	0,005 **
	C1	Cossack Sekator	56,58 67,91	-4,52	0,011 *
	C2	Cossack Sekator	43,41 34,08	6,07	0,004 **
	C3	Cossack Sekator	12,08 23,41	-9,71	0,001 ***
Cirta	T	Cossack Sekator	112,74 132,75	-10,14	0,001 ***
	C1	Cossack Sekator	62,08 88,74	-27,44	0,000 ***
	C2	Cossack Sekator	47,41 24,25	9,83	0,001 ***
	C3	Cossack Sekator	35,41 17,24	10,69	0,000 ***

T_{obs}= valeur observée de la variance t de Student

P= Probabilité

La représentation graphique des résultats statistiques obtenus dans le cas du traitement par le Cossack des deux variétés Sémito et Cirta est illustrée sur les figure 71 et 72.

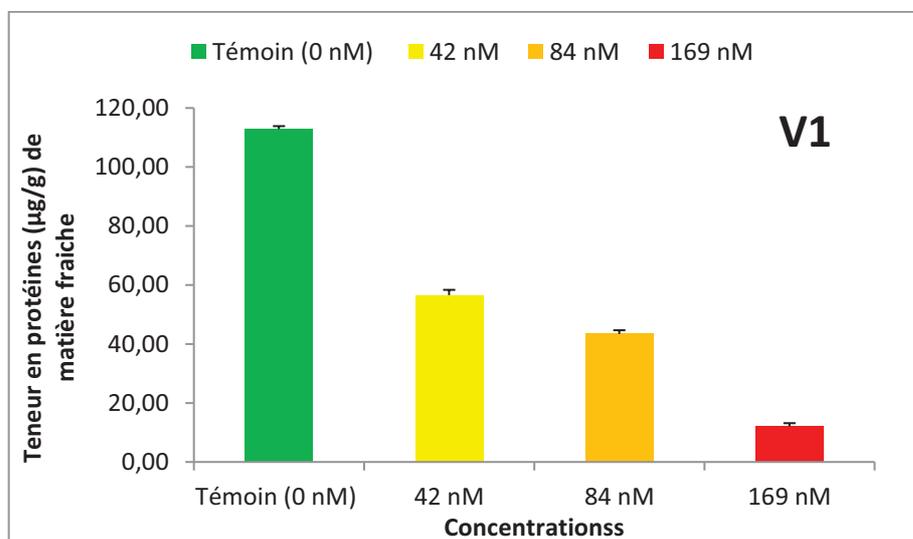


Figure 71. Effets de trois concentrations de Cossack sur la teneur en protéines totales de la V1: Semito, après 14 jours de traitement ($m \pm s$, $n=3$).

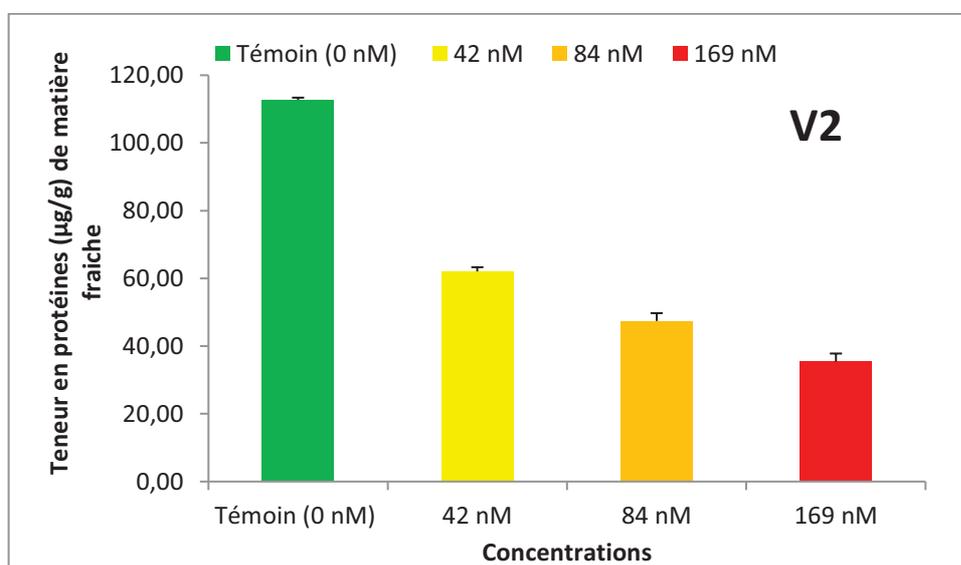


Figure 72. Effets de trois concentrations de Cossack sur la teneur en protéines totales de la V2: Cirta, après 14 jours de traitement ($m \pm s$, $n=3$).

La représentation graphique des résultats statistiques obtenus dans le cas du traitement par le Sekator des deux variétés Sémito et Cirta est illustrée sur les figure 73 et 74.

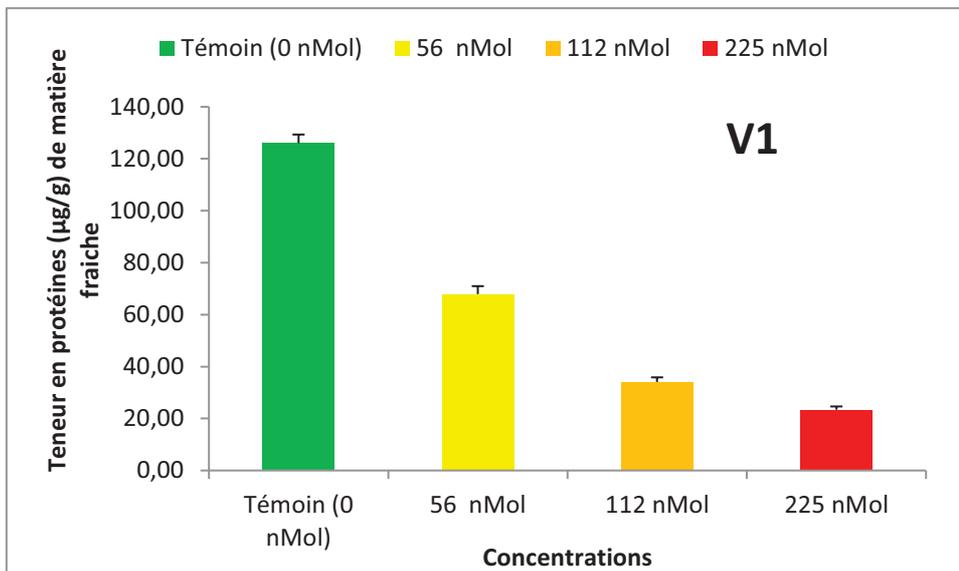


Figure 73. Effets de trois concentrations de Sekator sur la teneur en protéines totales de la V1: Semito, après 14 jours de traitement ($m \pm s$, $n=3$).

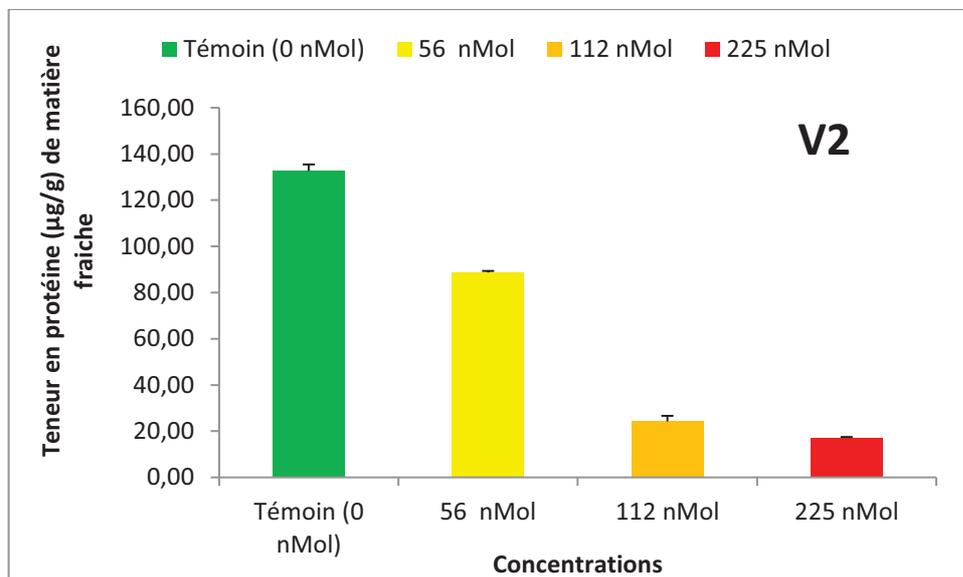


Figure 74. Effets de trois concentrations de Sekator sur la teneur en protéines totales de la V2: Cirta, après 14 jours de traitement ($m \pm s$, $n=3$).

- **La teneur en proline**

Les valeurs des paramètres statistiques de base étudiés, indiquent une augmentation de la teneur en proline chez les deux variétés de *T.durum* et pour chaque concentration comparativement au témoin et lors des deux traitements herbicides.

La comparaison entre le Cossack et le Sekator réalisée à l'aide du test t de Student (tableau 45) montre que, chez la V1, il existe des différences très hautement significatives ($p = 0,000$) entre les témoins T et entre les concentrations C2 des deux produits. Des différences hautement significatives ($p = 0,010$), existent entre les C3 du Cossack et les C3 du Sekator. Alors qu'entre les concentrations C1 des deux herbicides, les différences sont juste significatives ($p = 0,026$).

Chez la V2, on enregistre des différences significatives entre le produit Cossack et le produit Sekator pour les témoins et les concentrations C1 et C2. Aucune différence significative n'a été enregistrée entre les deux sulfonilurées pour les concentrations C3.

Les résultats de l'analyse la variance à deux critères de classification (tableau 47), montrent que l'application du Cossack engendre des différences très hautement significatives ($p = 0,000$) pour la comparaison entre les variétés de blé dur et la comparaison entre les différentes concentrations de ce produit.

Par contre, l'application du Sekator provoque des différences hautement significatives ($p = 0,003$) pour la comparaison entre la Semito et la Cirta, et des différences très hautement significatives ($p = 0,000$) pour la comparaison entre les concentrations.

Le test de TUKEY (tableau 48), nous a permis de classer les variétés en deux groupes différents : B (V1) et A (V2), et les concentrations en quatre groupes de classement : D (T), C (C1), B (C2) et A (C3), pour chacun des deux herbicides.

Le test de DUNETT (tableau 49), montre que pour la teneur en proline, le témoin T est différent de C1, C2 et C3, pour chaque produit sulfonilurée appliqué.

Tableau 45. Test t de Student pour échantillons indépendants appliqué pour comparer entre les deux produits herbicides, la **teneur en proline** obtenus pour chaque temps et chaque concentration chez les deux variétés **Semito** et **Cirta** de *T.durum*.

Variétés	Concentrations	Produit herbicide	moyenne	T _{obs}	P
Semito	T	Cossack Sekator	10,08 8,24	16,47	0,000 ***
	C1	Cossack Sekator	10,96 10,50	3,44	0,026 *
	C2	Cossack Sekator	12,93 12,18	10,44	0,000 ***
	C3	Cossack Sekator	13,45 13,94	-4,55	0,010 **
Cirta	T	Cossack Sekator	10,62 9,26	3,63	0,022 *
	C1	Cossack Sekator	11,22 10,84	3,41	0,027 *
	C2	Cossack Sekator	13,00 12,34	3,64	0,022 *
	C3	Cossack Sekator	14,19 14,06	1,16	0,310 N.S

T_{obs}= valeur observée de la variance t de Student

P= Probabilité

La représentation graphique des résultats statistiques obtenus dans le cas du traitement par le Cossack des deux variétés Sémito et Cirta est illustrée sur les figure 75 et 76.

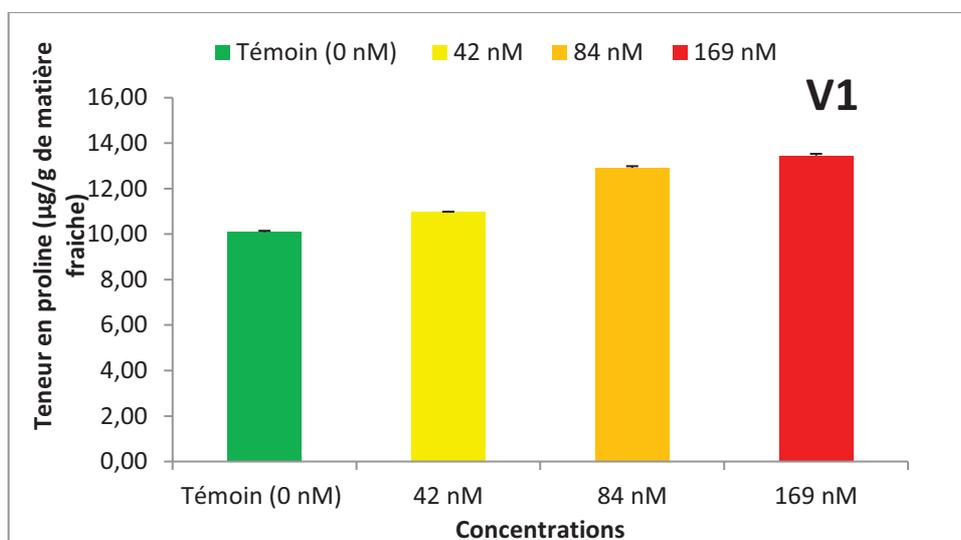


Figure 75. Effets de trois concentrations de Cossack sur la teneur en proline de la V1: Sémito, après 14 jours de traitement ($m \pm s$, $n=3$).

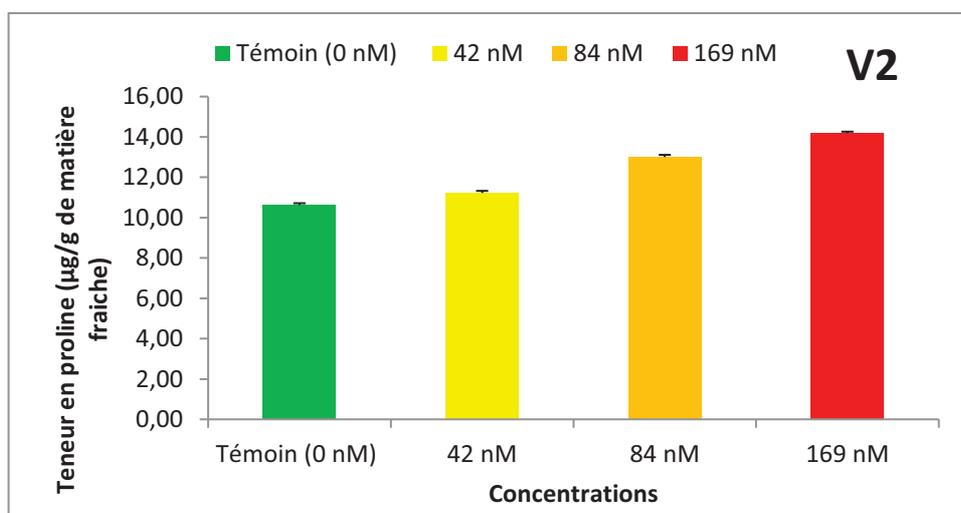


Figure 76. Effets de trois concentrations de Cossack sur la teneur en proline de la V2: Cirta, après 14 jours de traitement ($m \pm s$, $n=3$).

La représentation graphique des résultats statistiques obtenus dans le cas du traitement par le Sekator des deux variétés Sémito et Cirta est illustrée sur les figure 77 et 78.

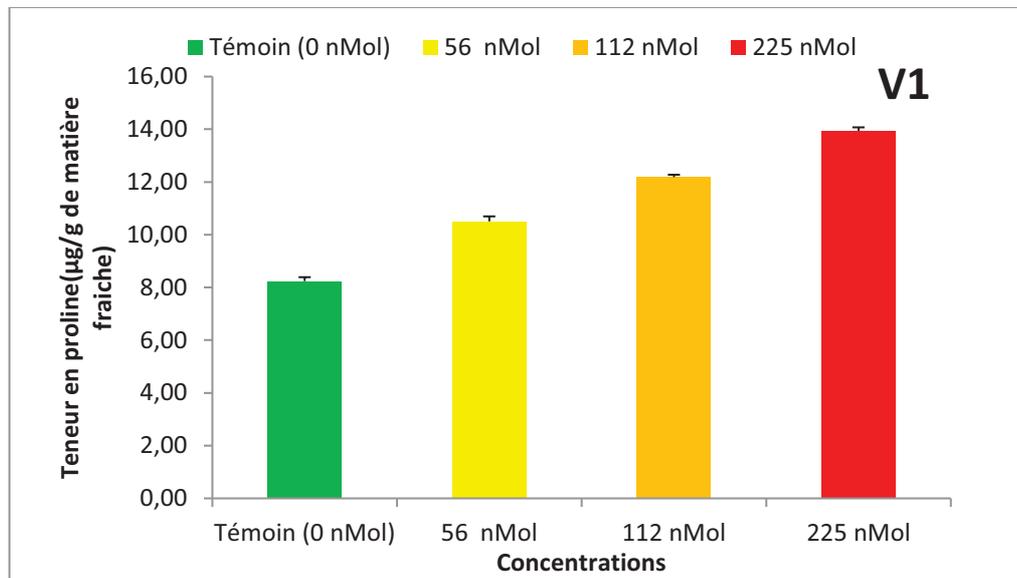


Figure 77. Effets de trois concentrations de Sekator sur la teneur en proline de la V1: Semito, après 14 jours de traitement ($m \pm s$, $n=3$).

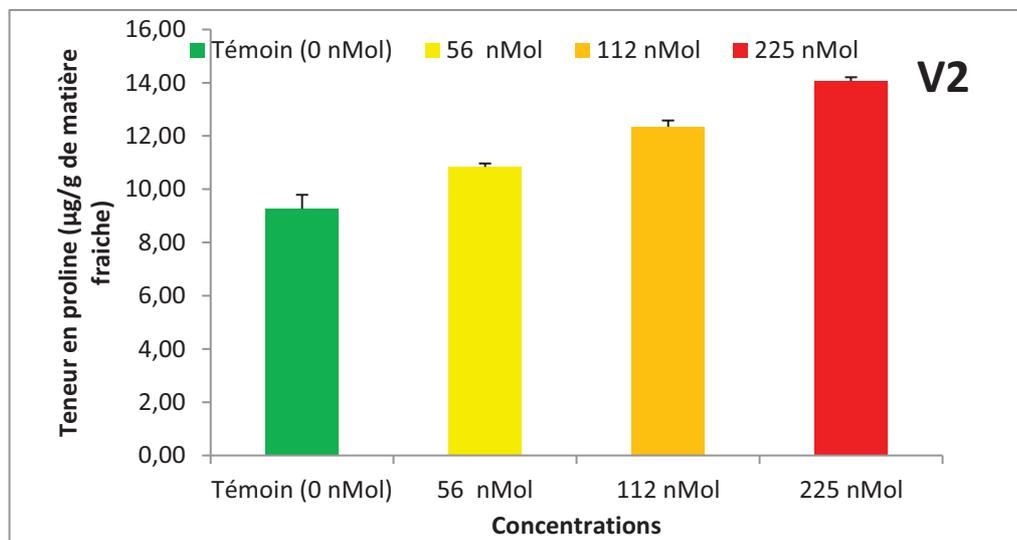


Figure 78. Effets de trois concentrations de Sekator sur la teneur en proline de la V2: Cirta, après 14 jours de traitement ($m \pm s$, $n=3$).

- **La teneur en sucres solubles**

Les résultats obtenus, indiquent une augmentation importante de la teneur en sucres solubles. Cette augmentation est dose dépendante, c'est-à-dire, si la concentration de l'herbicide augmente la teneur en sucres solubles augmente aussi.

Le test t de Student (tableau 46) indique que chez la V1, il n'existe pas de différences significatives entre les témoins T des deux sulfonylurées ($p = 0,840$).

Par contre, il existe des différences très hautement significatives ($p = 0,000$) entre les concentrations C1, C2 et C3.

Par ailleurs, chez la V2, le test t de Student présente des différences très hautement significatives ($p = 0,000$) entre le Cossack et le Sekator pour toutes les concentrations appliquées T, C1, C2 et C3.

L'analyse de la variance à deux critères de classification révèle l'existence de différences très hautement significatives ($p = 0,000$) pour la comparaison entre les variétés et entre les différentes concentrations, pour le Cossack et le Sekator aussi (tableau 47).

Le tableau 48, montre les résultats du test de TUKEY. Ces derniers indiquent que pour les deux traitements appliqués : le Cossack et le Sekator, les variétés sont classées en deux groupes différents : B (V1) et A (V2), et les concentrations en quatre groupes : D (T), C (C1), B (C2) et A (C3).

Pour la teneur en sucres solubles, le test de DUNETT (tableau 49), montre que pour chacun des deux sulfonylurées appliquées, le témoin est différent des autres concentrations C1, C2 et C3.

Tableau 46. Test t de Student pour échantillons indépendants appliqué pour comparer entre les deux produits herbicides, **la teneur en sucres solubles** obtenus pour chaque temps et chaque concentration chez les deux variétés **Semito** et **Cirta** de *T.durum*.

Variétés	Concentrations	Produit herbicide	moyenne	T _{obs}	P
Semito	T	Cossack Sekator	32,41 32,68	-0,22	0,840 N.S
	C1	Cossack Sekator	33,88 54,72	-58,09	0,000 ***
	C2	Cossack Sekator	38,24 59,63	-30,87	0,000 ***
	C3	Cossack Sekator	47,69 89,44	-49,80	0,000 ***
Cirta	T	Cossack Sekator	231,67 648,7	-12,91	0,000 ***
	C1	Cossack Sekator	240,00 1665,00	-22,11	0,000 ***
	C2	Cossack Sekator	295,0 2347,1	-45,84	0,000 ***
	C3	Cossack Sekator	355,0 3299,5	-62,96	0,000 ***

T_{obs}= valeur observée de la variance t de Student

P= Probabilité

La représentation graphique des résultats statistiques obtenus dans le cas du traitement par le Cossack des deux variétés Sémito et Cirta est illustrée sur les figure 79 et 80.

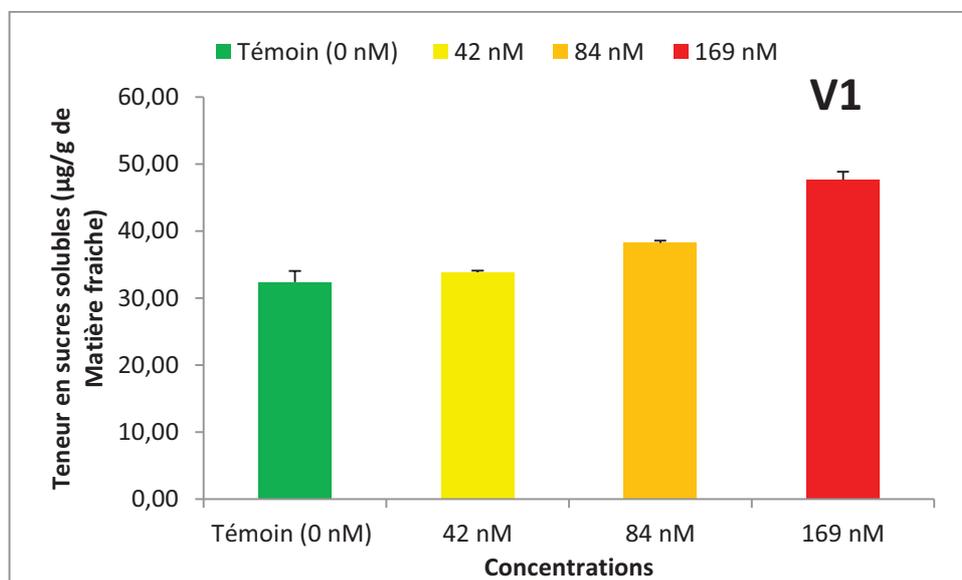


Figure 79. Effets de trois concentrations de Cossack sur la teneur en sucres solubles de la V1: Semito, après 14 jours de traitement ($m \pm s$, $n=3$).

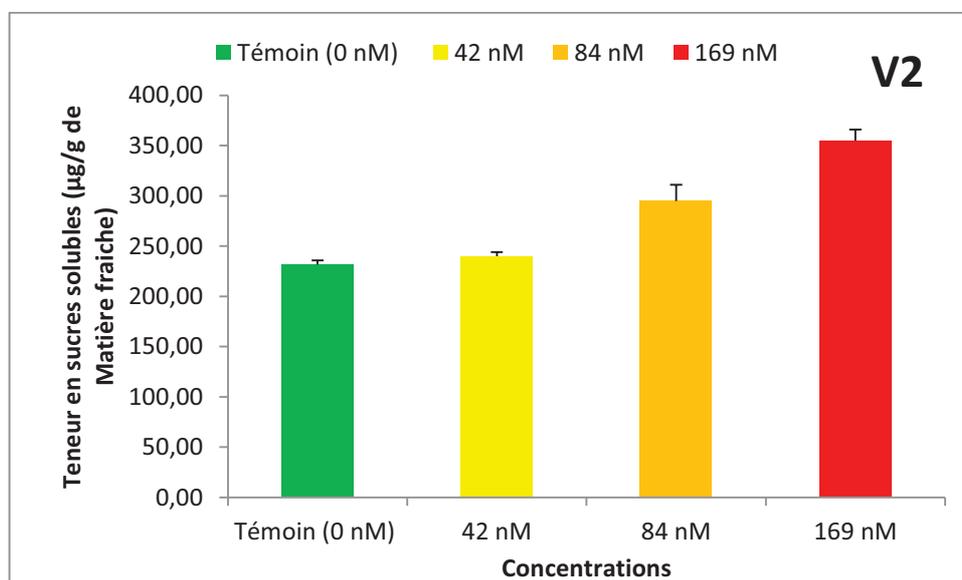


Figure 80. Effets de trois concentrations de Cossack sur la teneur en sucres solubles de la V2: Cirta, après 14 jours de traitement ($m \pm s$, $n=3$).

La représentation graphique des résultats statistiques obtenus dans le cas du traitement par le Sekator des deux variétés Sémito et Cirta est illustrée sur les figure 81 et 82.

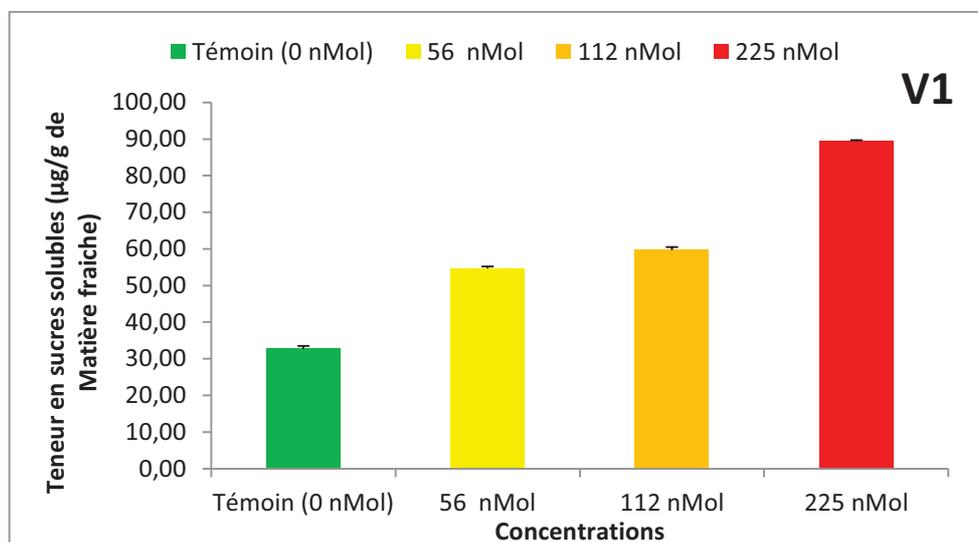


Figure 81. Effets de trois concentrations de Sekator sur la teneur en sucres solubles de la V1: Semito, après 14 jours de traitement ($m \pm s$, $n=3$).

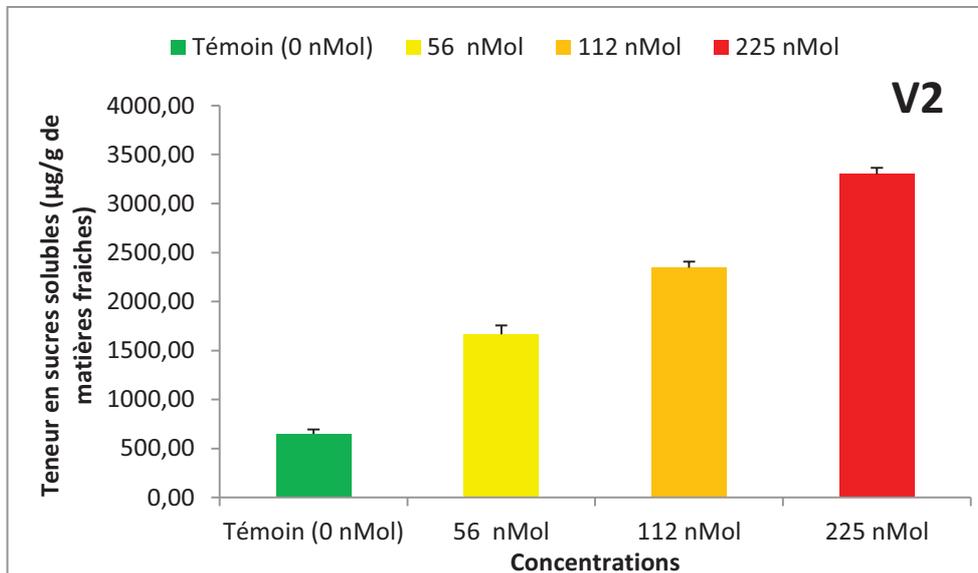


Figure 82. Effets de trois concentrations de Sekator sur la teneur en sucres solubles de la V2: Cirta, après 14 jours de traitement ($m \pm s$, $n=3$).

Tableau 47. Résultats de l'analyse de la variance à deux critères de classification appliquée dans la comparaison, entre les différentes concentrations, sur les deux variétés **Semito** et **Cirta** soumises aux deux traitements herbicides le **Cossack** et le **Sekator**.

Produits	Paramètres étudiés	Source de variables	ddl	SCS	CM	F _{obs}	P
Cossack	Protéines totales	Variété	1	400,2	400,2	107,9	0,000 ***
		concentration	3	25908,6	8636,2	2328,8	0,000 ***
	Proline	Variété	1	0,97	0,97	119,7	0,000 ***
		concentration	3	46,6	15,53	1905,9	0,000 ***
	Sucres totaux	Variété	1	352433	352433	4545,9	0,000 ***
		concentration	3	18385	6128	79,0	0,000 ***
Sekator	Protéines totales	Variété	1	49,6	49,6	6,90	0,018 *
		concentration	3	45627,2	15209	2116,04	0,000 ***
	Proline	Variété	1	1,017	1,017	12,13	0,003 **
		concentration	3	90,35	30,11	359,19	0,000 ***
	Sucres totaux	Variété	1	22368551	22368551	6495,54	0,000 ***
		concentration	3	5853734	1951245	566,62	0,000 ***

ddl = degré de liberté

SCS = somme des carrés

CM= carré moyen

P = probabilité

F_{obs}= valeur observée de la variable F de FISHER

Tableau 48. Test de TUKEY de la comparaison, entre les différentes concentrations et les deux variétés **Semito** et **Cirta** pour chaque traitement herbicide le **Cossack** et le **Sekator**.

Produits	Paramètres étudiés	Variétés	Groupes	Nombre de groupes
Cossack	Protéines totales	Variétés	V1 V2 <u>56,2</u> <u>64,4</u> B A	2
		Concentrations	C3 C2 C1 T <u>23,7</u> <u>45,4</u> <u>59,3</u> <u>112,8</u> D C B A	4
	Proline	Variétés	V1 V2 <u>11,86</u> <u>12,27</u> B A	2
		Concentrations	T C1 C2 C3 <u>10,36</u> <u>11,1</u> <u>12,9</u> <u>13,8</u> D C B A	4
	Sucres solubles	Variétés	V1 V2 <u>38,06</u> <u>280,42</u> B A	2
		Concentrations	T C1 C2 C3 <u>132,0</u> <u>136,9</u> <u>166,6</u> <u>201,3</u> C B A	3
Sekator	Protéines totales	Variétés	V1 V2 <u>62,8</u> <u>65,7</u> B A	2
		Concentrations	C3 C2 C1 T <u>20,3</u> <u>29,1</u> <u>78,3</u> <u>129,4</u> D C B A	4
	Proline	Variétés	V1 V2 <u>11,22</u> <u>11,63</u> B A	2
		Concentrations	T C1 C2 C3 <u>8,76</u> <u>10,6</u> <u>12,2</u> <u>14,0</u> D C B A	4
	Sucres solubles	Variétés	V1 V2 <u>59,12</u> <u>1989,9</u> B A	2
		Concentrations	T C1 C2 C3 <u>340,6</u> <u>859,6</u> <u>1203,3</u> <u>1694,4</u> D C B A	4

Tableau 49. Test de DUNETT de la comparaison entre les différentes concentrations, pour les deux variétés **Sémito** et **Cirta** soumises aux deux produits herbicides le **Cossack** et le **Sekator**.

Produits	Paramètres étudiés	Groupes				Nombre de groupes
Cossack	Protéines totales	C3 23,7	C2 45,4	C1 59,3	T <u>112,8</u> A	4
	Proline	C1 11,1	C2 12,9	C3 13,8	T <u>10,36</u> A	4
	Sucres totaux	C1 136,9	C2 166,6	C3 201,3	T <u>132,0</u> A	4
Sekator	Protéines totales	C3 20,3	C2 29,1	C1 78,3	T <u>129,4</u> A	4
	Proline	C1 10,6	C2 12,2	C3 14,0	T <u>8,76</u> A	4
	Sucres totaux	C1 859,6	C2 1203,3	C3 1694,4	T <u>340,6</u> A	4

- **Effets des sulfonylurées sur le dosage des biomarqueurs enzymatiques et non enzymatiques**

• **L'activité catalase (CAT)**

L'étude des paramètres statistiques de base obtenus sur l'activité catalase, montre une augmentation des valeurs enregistrées avec un effet dose-dépendant comparativement au témoin, chez les deux variétés de *T.durum* et pour chaque traitement appliqué.

Le test t de Student représenté dans le tableau 50, indique que chez la Semito, il existe des différences très hautement significatives ($p \leq 0,001$) entre les deux sulfonylurées appliqués pour les témoins et les concentrations C1 et C3, et des différences hautement significatives ($p = 0,002$) pour la comparaison entre les C2 des deux produits.

Chez la variété Cirta, on enregistre des différences très hautement significatives ($p \leq 0,001$) entre le Cossack et le Sekator pour toutes les concentrations C0, C1, C2 et C3.

Le tableau 55, représente les résultats de l'analyse de la variance à deux critères de classification. Cette analyse révèle l'existence de différences hautement significatives ($p = 0,004$) pour la comparaison entre les variétés, et des différences très hautement significatives ($p = 0,000$) pour la comparaison entre les concentrations, après l'application du produit Cossack.

Des différences significatives ($p = 0,046$) ont été enregistré pour la comparaison entre la V1 et la V2, ainsi que des différences très hautement significatives ($p = 0,000$) pour la comparaison entre les différentes concentrations, après le traitement avec le Sekator.

Le test de TUKEY représenté dans le tableau 56, montre que pour chaque traitement herbicide appliqué, les variétés sont classées en deux groupes : B (V1) et A (V2) : la Semito est différente de la Cirta. Les concentrations sont classées en quatre groupes : C (T), BC (T, C1), B (C2) et A (C3), c'est-à-dire, les témoins T et les concentrations C1 sont identiques entre elle mais chacune est différente des autres concentrations.

Le tableau 57, représente les résultats du test de DUNETT. Ce dernier révèle que pour le produit Cossack, le témoin T est différent des autres concentrations.

Tandis que pour le produit Sekator, les témoins et les concentrations C1 sont identiques entre eux et différents des autres concentrations.

Tableau 50. Test t de Student pour échantillons indépendants appliqué pour comparer entre les deux produits herbicides, l'activité catalase (CAT) obtenus pour chaque temps et chaque concentration chez les deux variétés **Semito** et **Cirta** de *T.durum*.

Variétés	Concentrations	Produit herbicide	moyenne	T _{obs}	P
Semito	T	Cossack Sekator	0,00000227 0,000000974	14,02	0,000 ***
	C1	Cossack Sekator	0,0000108 0,00000116	28,80	0,000 ***
	C2	Cossack Sekator	0,0000246 0,00000174	7,70	0,002 **
	C3	Cossack Sekator	0,0000455 0,00000653	18,01	0,000 ***
Cirta	T	Cossack Sekator	0,00001129 0,00000148	10,11	0,001 ***
	C1	Cossack Sekator	0,00001627 0,00000209	26,26	0,000 ***
	C2	Cossack Sekator	0,00002203 0,00000281	10,33	0,000 ***
	C3	Cossack Sekator	0,00007320 0,00000581	11,60	0,000 ***

T_{obs}= valeur observée de la variance t de Student

P= Probabilité

La représentation graphique des résultats statistiques obtenus dans le cas du traitement par le Cossack des deux variétés Sémito et Cirta est illustrée sur les figure 83 et 84.

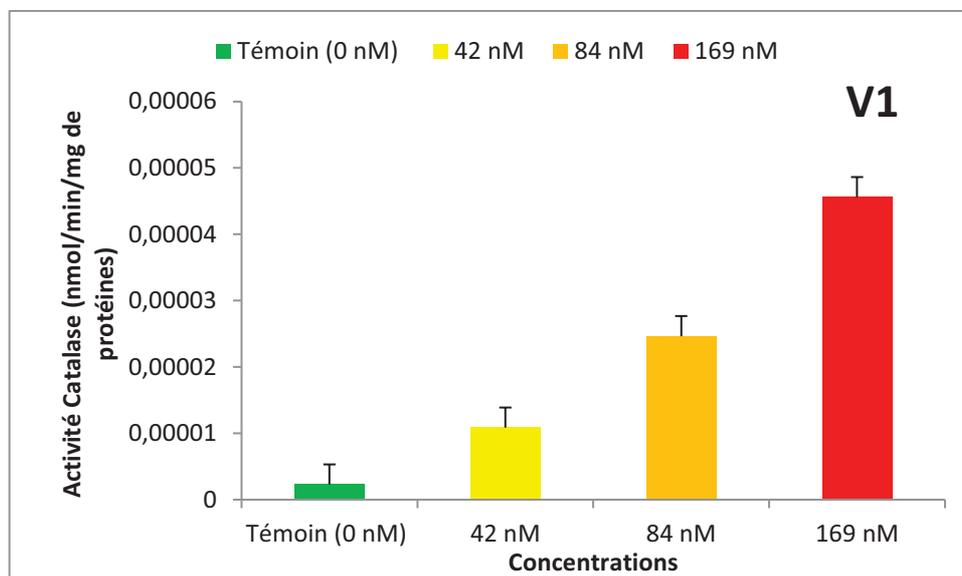


Figure 83. Effets de trois concentrations de Cossack sur l'activité catalase de la V1: Semito, après 14 jours de traitement ($m \pm s$, $n=3$).

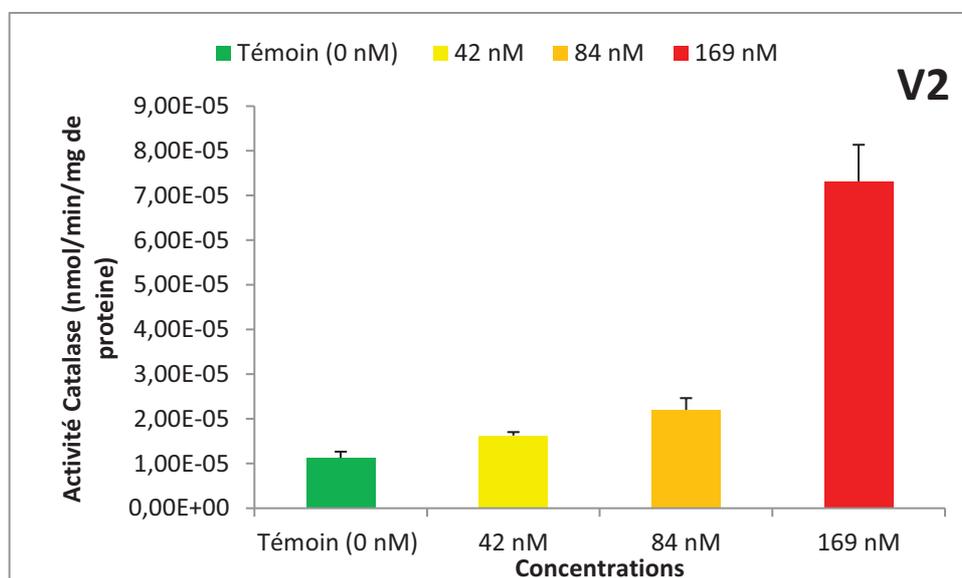


Figure 84. Effets de trois concentrations de Cossack sur l'activité catalase de la V2: Cirta, après 14 jours de traitement ($m \pm s$, $n=3$).

La représentation graphique des résultats statistiques obtenus dans le cas du traitement par le Sekator des deux variétés Sémito et Cirta est illustrée sur les figure 85 et 86.

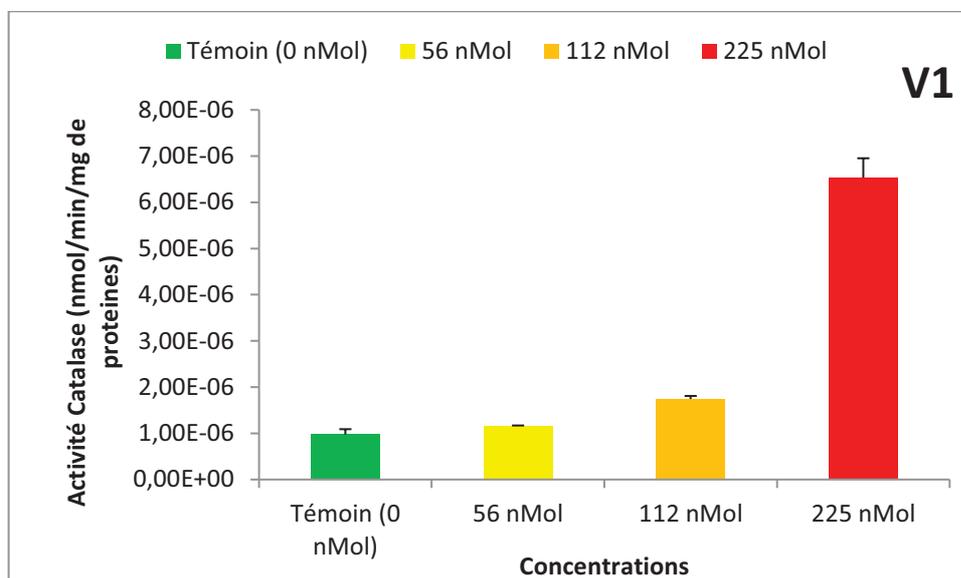


Figure 85. Effets de trois concentrations de Sekator sur l'activité catalase de la V1: Sémito, après 14 jours de traitement ($m \pm s$, $n=3$).

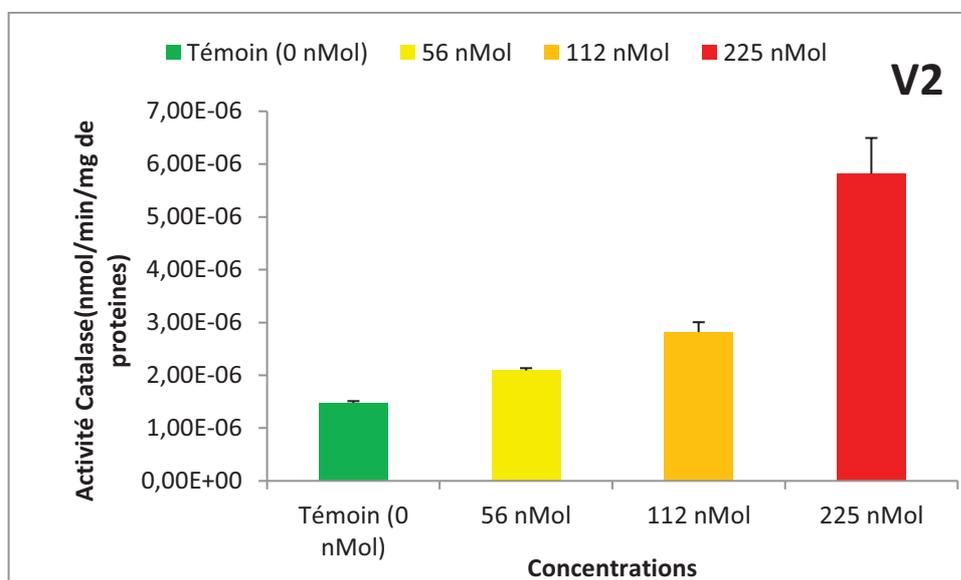


Figure 86. Effets de trois concentrations de Sekator sur l'activité catalase de la V2: Cirta, après 14 jours de traitement ($m \pm s$, $n=3$).

- **L'activité de l'Ascorbate peroxydase (APX)**

Les résultats de l'étude statistique de base obtenus sur l'activité de l'ascorbate peroxydase, montrent une augmentation de l'activité de cette enzyme pour chaque concentration appliquée comparativement au témoin, chez la Semito et la Cirta et pour les deux herbicides utilisés.

Les résultats du test t de Student représentés dans le tableau 51, révèlent que chez la V1, il n'existe pas de différences significatives ($p = 0,574$), pour les concentrations C0 et qu'il existe des différences hautement significatives ($p = 0,006$) pour les C1. Alors que pour les C2 et C3, Il existe des différences très hautement significatives ($p = 0,000$).

Chez la V2, on observe des différences très hautement significatives ($p = 0,000$) entre les deux produits phytosanitaires pour toutes les concentrations.

L'analyse de la variance à deux critères de classification (tableau 55), indique que pour le Cossack, on enregistre des différences très hautement significatives ($p = 0,000$) pour la comparaison entre les variétés de *T.durum* et entre les différentes concentrations aussi.

Alors que pour le Sekator, la comparaison entre les variétés ne représente aucune différence significative ($p=0,108$) contrairement à la comparaison entre les concentrations où il existe des différences très hautement significatives ($p = 0,000$).

Le test de TUKEY (tableau 56), indique que pour chaque produit sulfonylurée appliqué, les variétés sont classées en deux groupes : B (V1) et A (V2), la V1 est différente de la V2. Alors que les quatre concentrations sont classées en trois groupes : C (T, C1), B (C2) et A (C3), c'est à dire les témoins T et les concentrations C1 sont identiques entre elles et différentes des autres concentrations C2 et C3.

Le test de DUNETT (tableau 57), révèle que pour les deux xénobiotiques utilisés, les témoins T sont différents des autres concentrations C1, C2 et C3.

Tableau 51. Test t de Student pour échantillons indépendants appliqué pour comparer entre les deux produits herbicides, L'activité Ascorbate peroxydase (APX) obtenus pour chaque temps et chaque concentration chez les deux variétés Semito et Cirta de *T.durum*.

Variétés	Concentrations	Produit herbicide	moyenne	T _{obs}	P
Semito	T	Cossack Sekator	0,0000161 0,0000139	0,61	0,574 N.S
	C1	Cossack Sekator	0,0000938 0,0000306	5,32	0,006 **
	C2	Cossack Sekator	0,0002331 0,0000864	13,12	0,000 ***
	C3	Cossack Sekator	0,0005224 0,0002469	9,70	0,001 ***
Cirta	T	Cossack Sekator	0,0000758 0,0000131	10,74	0,000 ***
	C1	Cossack Sekator	0,0004046 0,0000459	14,69	0,000 ***
	C2	Cossack Sekator	0,0008057 0,0001002	15,03	0,000 ***
	C3	Cossack Sekator	0,0011210 0,0001350	16,70	0,000 ***

T_{obs}= valeur observée de la variance t de Student

P= Probabilité

La représentation graphique des résultats statistiques obtenus dans le cas du traitement par le Cossack des deux variétés Sémito et Cirta est illustrée sur les figure 87 et 88.

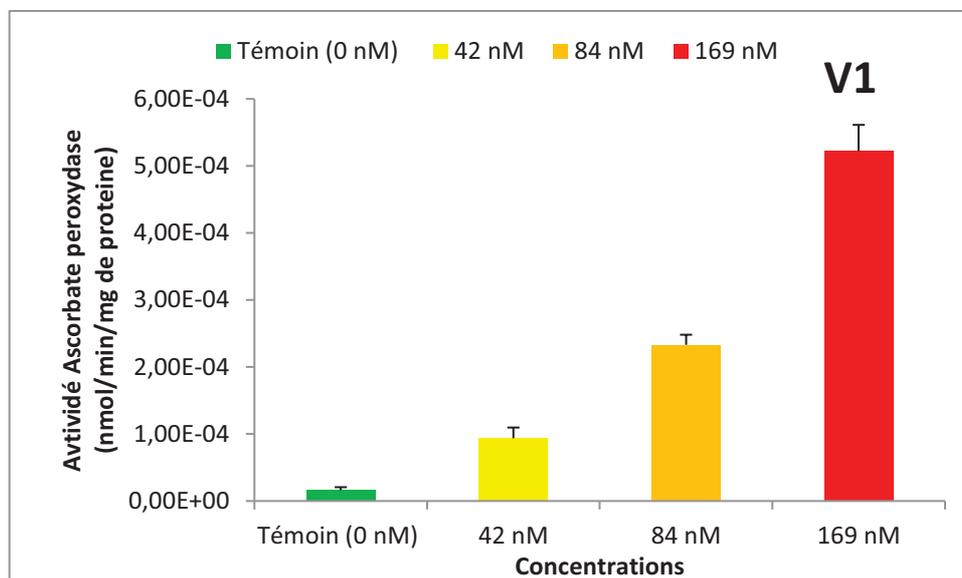


Figure 87. Effets de trois concentrations de Cossack sur l'activité ascorbate peroxydase (APX) de la V1: Semito, après 14 jours de traitement ($m \pm s$, $n=3$).

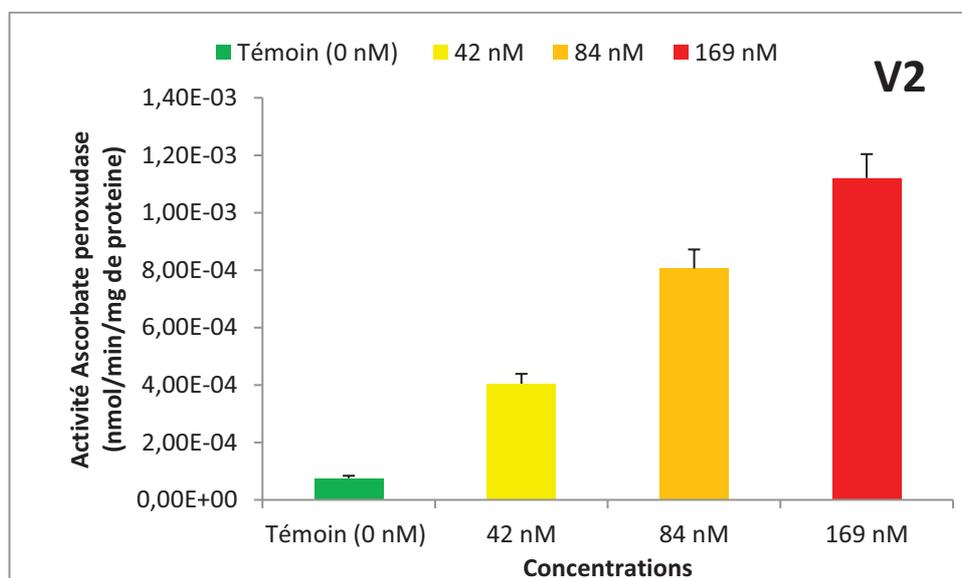


Figure 88. Effets de trois concentrations de Cossack sur l'activité ascorbate peroxydase (APX) de la V2: Cirta, après 14 jours de traitement ($m \pm s$, $n=3$).

La représentation graphique des résultats statistiques obtenus dans le cas du traitement par le Sekator des deux variétés Sémito et Cirta est illustrée sur les figure 89 et 90.

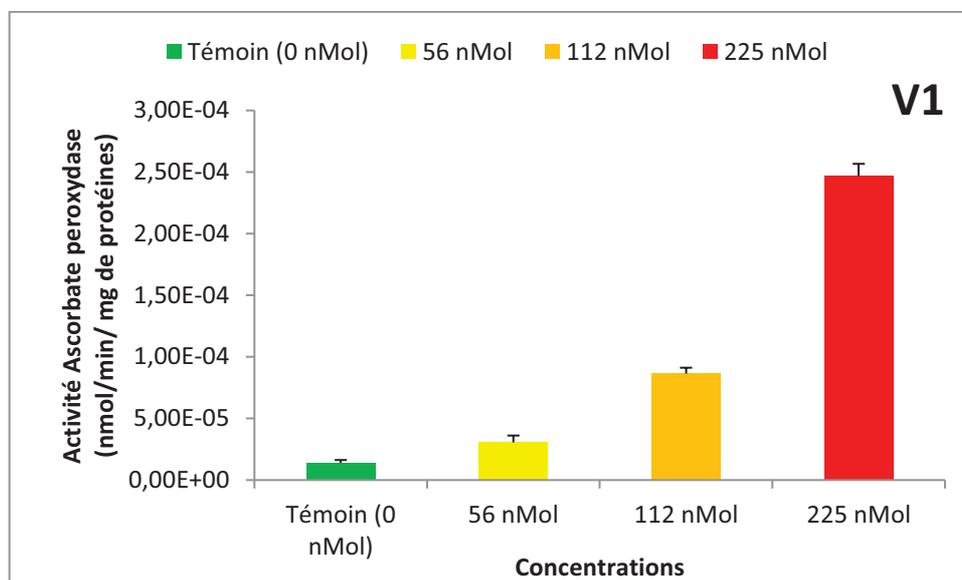


Figure 89. Effets de trois concentrations de Sekator sur l'activité ascorbate peroxydase (APX) de la V1: Semito, après 14 jours de traitement ($m \pm s$, $n=3$).

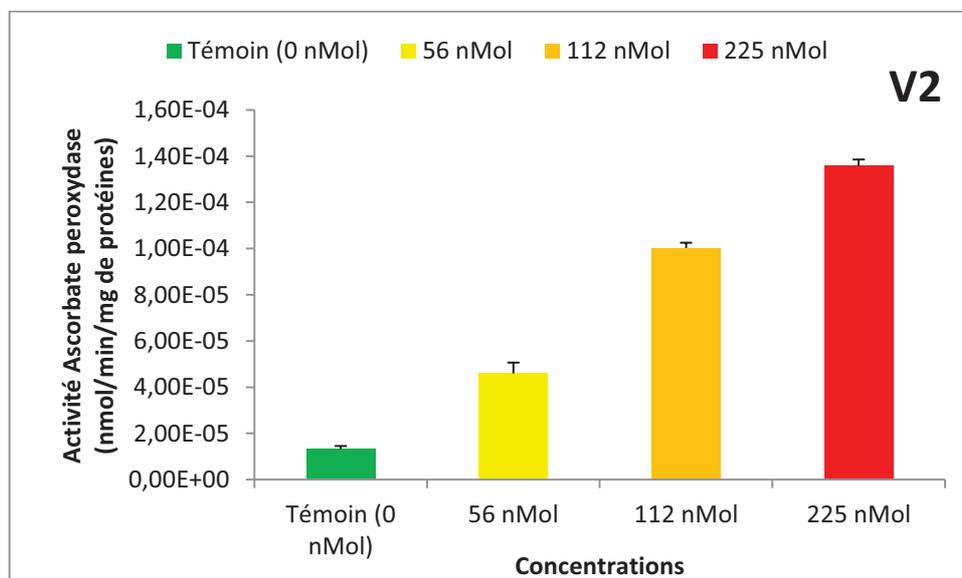


Figure 90. Effets de trois concentrations de Sekator sur l'activité ascorbate peroxydase (APX) de la V2: Cirta, après 14 jours de traitement ($m \pm s$, $n=3$).

- **L'activité Glutathion-S-Transférase :**

Les valeurs enregistrées de l'étude statistique de base obtenue sur l'activité Glutathion-S-Transférase, montrent que les deux xénobiotiques stimulent l'activité de cette enzyme. Plus on augmente la concentration chez les deux traités, l'activité de la GST augmente aussi par rapport au témoin, chez les deux variétés de *T.durum*.

Le tableau 52, représente les résultats du test t de Student. Ce dernier, montre qu'il existe des différences significatives entre les témoins T des deux sulfonylurées chez les deux variétés de blé. Tandis que pour le reste des concentrations C1, C2 et C3, on enregistre des différences très hautement significatives entre le Cossack et le Sekator chez la V1 et la V2.

Les valeurs de probabilités (p) obtenues lors de l'analyse de la variance à deux critères de classification (tableau 55), montrent que pour le traitement avec le Cossack, il existe des différences très hautement significatives ($p = 0,000$) entre les variétés et aussi entre les différentes concentrations.

Par contre, lors du traitement avec le Sekator, il n'y a pas de différences significatives ($p = 0,192$) entre les variétés mais il existe des différences très hautement significatives ($p = 0,000$) entre les concentrations.

Le test de TUKEY représenté dans le tableau (56) indique que pour le traitement avec le Cossack, il existe deux groupes de classement pour les variétés : B (V2) et A (V1) : la V2 est différente de la V1. Par ailleurs, pour le traitement avec le Sekator, il existe un seul groupe de classement pour les variétés : A (V2, V1) : la V2 et la V1 sont identique.

Les concentrations sont classées en quatre groupes : D (T), C (C1), B (C2) et A (C3). Chaque concentration est différente de l'autre, pour chaque traitement appliqué.

Le tableau 57, représente les résultats du test de DUNETT, où on observe que pour chacun des deux sulfonylurées, le témoin T est différent des autres concentrations C1, C2 et C3.

Tableau 52. Test t de Student pour échantillons indépendants appliqué pour comparer entre les deux produits herbicides, l'activité **Glutathion-S-Transférase (GST)** obtenus pour chaque temps et chaque concentration chez les deux variétés **Semito** et **Cirta** de *T.durum*.

Variétés	Concentrations	Produit herbicide	moyenne	T _{obs}	P
Semito	T	Cossack Sekator	0,0107 0,0100	0,79	0,473 N.S
	C1	Cossack Sekator	0,048 0,029	9,29	0,001 ***
	C2	Cossack Sekator	0,031 0,059	-14,64	0,000 ***
	C3	Cossack Sekator	0,22 0,09	19,21	0,000 ***
Cirta	T	Cossack Sekator	0,009 0,011	-2,27	0,086 N.S
	C1	Cossack Sekator	0,022 0,040	-20,19	0,000 ***
	C2	Cossack Sekator	0,031 0,059	-14,64	0,000 ***
	C3	Cossack Sekator	0,048 0,065	-18,87	0,000 ***

T_{obs}= valeur observée de la variance t de Student

P= Probabilité

La représentation graphique des résultats statistiques obtenus dans le cas du traitement par le Cossack des deux variétés Sémiteo et Cirta est illustrée sur les figure 91 et 92.

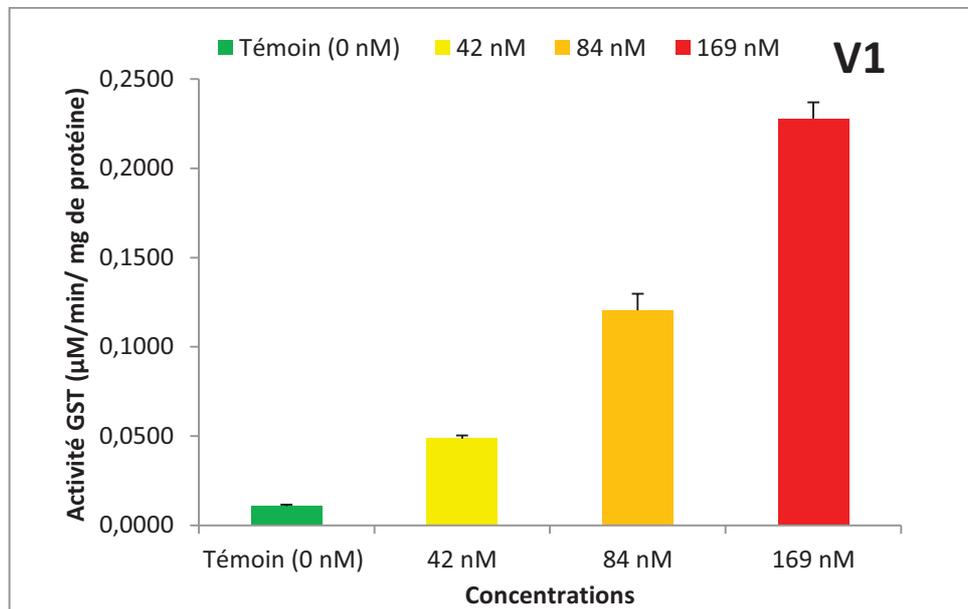


Figure 91. Effets de trois concentrations de Cossack sur l'activité Glutathion-S-Transférase (GST) de la V1: Sémiteo, après 14 jours de traitement ($m \pm s$, $n=3$).

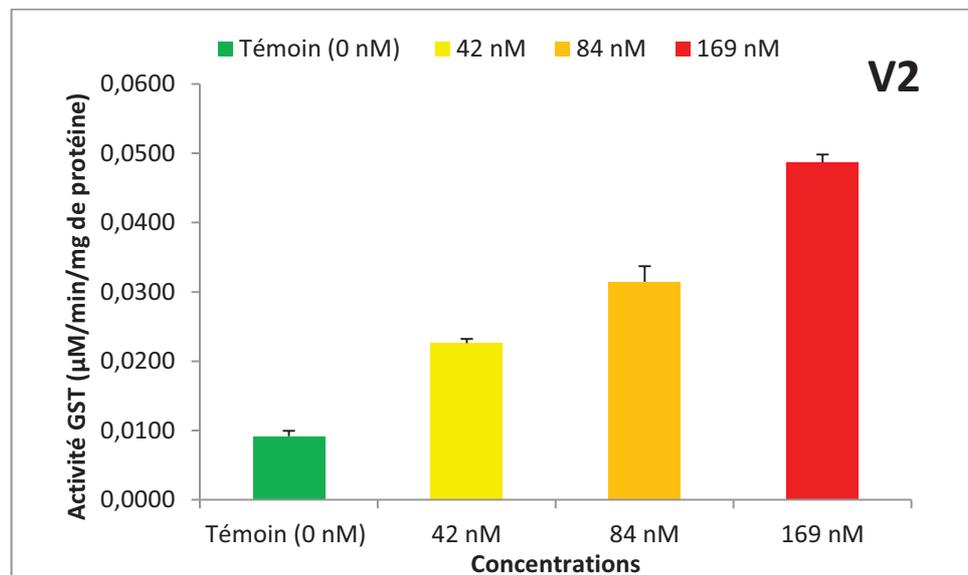


Figure 92. Effets de trois concentrations de Cossack sur l'activité Glutathion-S-Transférase (GST) de la V2: Cirta, après 14 jours de traitement ($m \pm s$, $n=3$).

La représentation graphique des résultats statistiques obtenus dans le cas du traitement par le Sekator des deux variétés Sémito et Cirta est illustrée sur les figure 93 et 94.

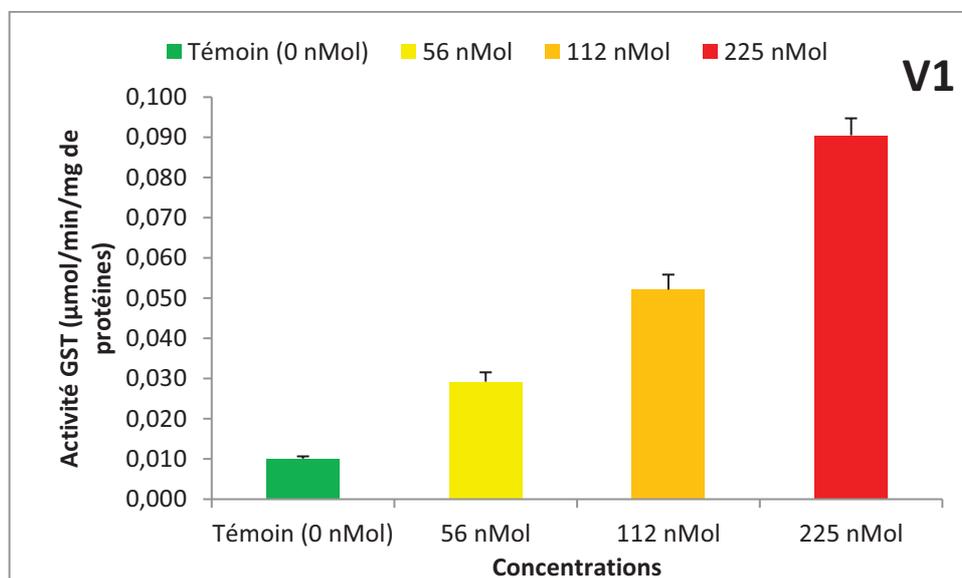


Figure 93. Effets de trois concentrations de Sekator sur l'activité Glutathion-S-Transférase (GST) de la V1: Semito, après 14 jours de traitement ($m \pm s$, $n=3$).

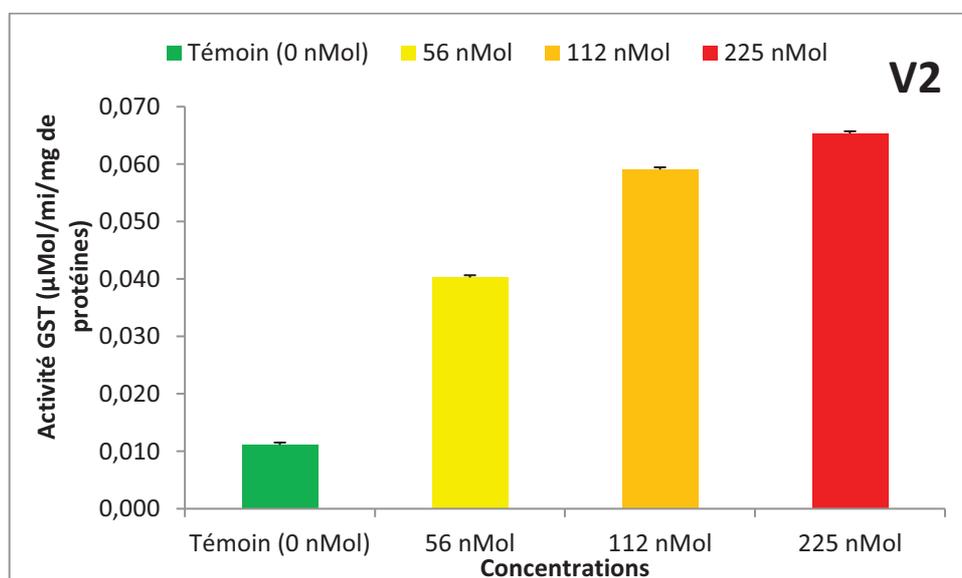


Figure 94. Effets de trois concentrations de Sekator sur l'activité Glutathion-S-Transférase (GST) de la V2: Cirta, après 14 jours de traitement ($m \pm s$, $n=3$).

- **La teneur en Malondialdéhyde (MDA) :**

Pour les valeurs de la teneur en Malondialdéhyde (MDA), nous observons que la teneur en MDA augmente chez les deux variétés de *T.durum*, pour chaque concentration comparativement au témoin, pour les deux sulfonilurées.

Le test t de Student (tableau 53) indique l'existence de différences très hautement significatives ($p = 0,000$) pour la comparaison entre les deux herbicides et pour les témoins et toutes les concentrations C1, C2 et C3, chez la Semito.

Tandis que chez la Cirta, il n'y a pas de différences significatives entre le Cossack et le Sekator, pour les témoins T et les concentrations C2. Pour les concentrations restantes C3 et C1, on enregistre des différences significatives ($p = 0,017$) et des différences hautement significatives ($p = 0,004$) respectivement, entre les deux xénobiotiques.

L'analyse de la variance à deux critères de classification (tableau 55) révèle l'existence de différences très hautement significatives ($p = 0,000$) entre les variétés et entre les concentrations, pour chacun des produits appliqués.

Le test de TUKEY (tableau 56), indique que pour le produit Cossack, il existe deux groupes de classement pour les variétés : B (V1) et A(V2) : chaque variété est différente de l'autre et deux groupes de classement aussi pour les concentrations : B (T, C1, C2) et A (C3). Donc, les témoins et les concentrations C1 et C2 sont identiques entre eux et différents de la concentration C3.

Cependant, pour le traitement avec le Sekator, les variétés sont aussi regroupées en deux groupes : B (V1) et A (V2) : chaque variété est différente. Les concentrations de ce produit sont classées en trois groupes : B (T, C1), AB (C2, C3) et A (C3), c'est-à-dire, les témoins et les concentrations C1 sont identiques entre eux mais différents des concentrations C2 et C3, et les concentrations C2 et C3 sont identiques entre elles mais chacune d'elle est différente des autres concentrations.

Le test de DUNETT (tableau 57), montre que pour le Cossack et le Sekator, les concentrations C1 et C2 sont identiques au témoin T et différentes de la concentration C3.

Tableau 53. Test t de Student pour échantillons indépendants appliqué pour comparer entre les deux produits herbicides, **la teneur en Malonedialdéhyde (MDA)** obtenus pour chaque temps et chaque concentration chez les deux variétés **Semito** et **Cirta** de *T.durum*.

Variétés	Concentrations	Produit herbicide	moyenne	T _{obs}	P
Semito	T	Cossack Sekator	0,00017 0,00780	-11,22	0,000 ***
	C1	Cossack Sekator	0,00036 0,01610	-20,93	0,000 ***
	C2	Cossack Sekator	0,00074 0,04780	-19,27	0,000 ***
	C3	Cossack Sekator	0,00110 0,12000	-32,85	0,000 ***
Cirta	T	Cossack Sekator	0,000436 0,000880	-2,54	0,064 N.S
	C1	Cossack Sekator	0,000678 0,002044	-5,97	0,004 **
	C2	Cossack Sekator	0,002704 0,003499	-2,48	0,069 N.S
	C3	Cossack Sekator	0,009652 0,007057	3,92	0,017 *

T_{obs}= valeur observée de la variance t de Student

P= Probabilité

La représentation graphique des résultats statistiques obtenus dans le cas du traitement par le Cossack des deux variétés Sémito et Cirta est illustrée sur les figure 95 et 96.

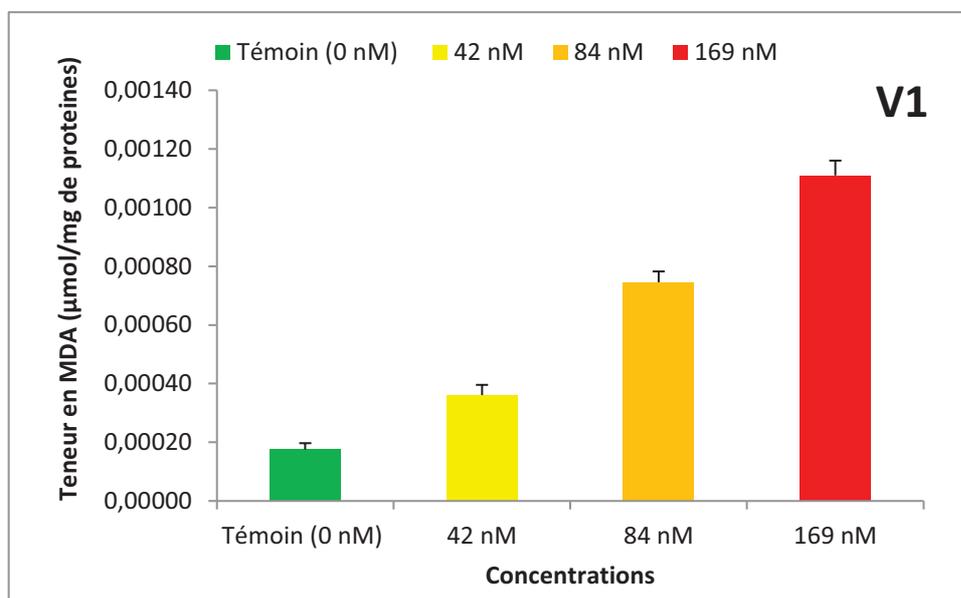


Figure 95. Effets de trois concentrations de Cossack sur la teneur en Malonedialdéhyde (MDA) de la V1: Sémito, après 14 jours de traitement ($m \pm s$, $n=3$).

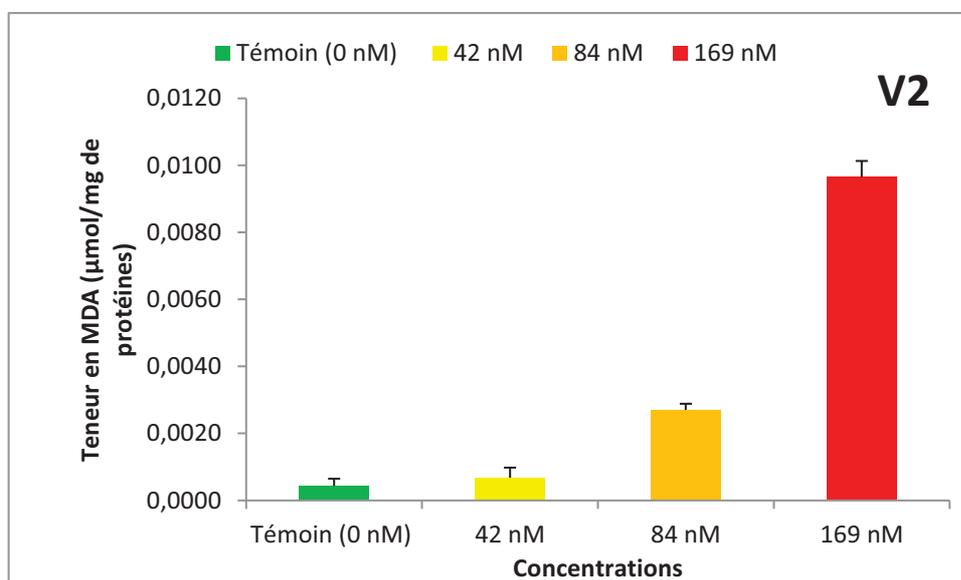


Figure 96. Effets de trois concentrations de Cossack sur la teneur en Malonedialdéhyde (MDA) de la V2: Cirta, après 14 jours de traitement ($m \pm s$, $n=3$).

La représentation graphique des résultats statistiques obtenus dans le cas du traitement par le Sekator des deux variétés Sémito et Cirta est illustrée sur les figure 97 et 98.

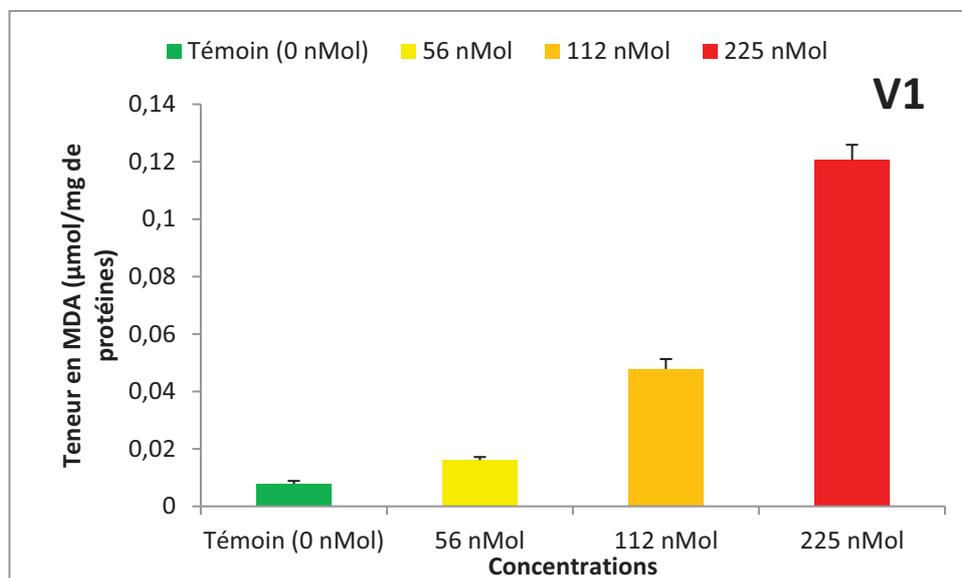


Figure 97. Effets de trois concentrations de Sekator sur la teneur en Malonedialdéhyde (MDA) de la V1: Semito, après 14 jours de traitement ($m \pm s$, $n=3$).

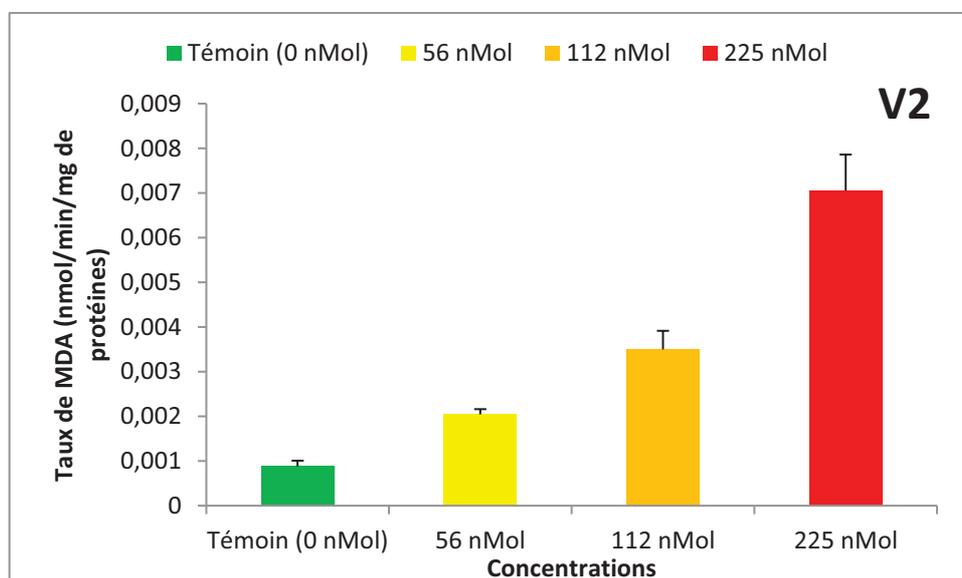


Figure 98. Effets de trois concentrations de Sekator sur la teneur en Malonedialdéhyde (MDA) de la V2: Cirta, après 14 jours de traitement ($m \pm s$, $n=3$).

- **La teneur en Glutathion (GSH)**

L'étude statistique de base de la teneur en Glutathion, représente une baisse de cette dernière pour les différentes concentrations appliquées par rapport au témoin, pour chaque produit herbicide et chez chaque variété de *T.durum*.

Le test t de Student appliqué pour la comparaison entre les deux xénobiotiques (tableau 54), montre que chez la V1, il n'existe pas de différence significative ($p = 0,157$) entre les T, et qu'il existe des différences hautement significatives ($p = 0,009$) entre les C1. Pour les C2 et C3, on enregistre des différences très hautement significatives ($p = 0,001$).

Par contre, chez la V2, on observe des différences hautement significatives ($p = 0,004$) entre les T et aucune différence significative entre le Cossack et le Sekator pour les concentrations C1, C2 et C3.

Les résultats de l'analyse de la variance à deux critères de classification représentés dans le tableau 55, indiquent que pour chaque traitement herbicide utilisé, il existe des différences très hautement significatives ($p = 0,000$) pour la comparaison entre les variétés et la comparaison entre les différentes concentrations.

Les résultats du test de TUKEY (tableau 56), indiquent que pour les deux traitements herbicides, le Cossack et le Sekator, il existe quatre groupes de classement pour les concentrations : D (C3), C (C2), B (C1) et A (T).

Alors que le classement des variétés varie selon le produit utilisé : pour le Cossack, il existe un seul groupe de classement : A (V1, V2), les variétés sont identiques entre elles. Pour le Sekator, les variétés sont classées en deux groupes de classement : B (V1) et A (V2) : chaque variété est différente de l'autre.

Le test de DUNETT (tableau (57), montre que pour le Cossack et le Sekator, les témoins T sont différents des autres concentrations C1, C2 et C3.

Tableau 54. Test t de Student pour échantillons indépendants appliqué pour comparer entre les deux produits herbicides, **la teneur en Glutathion (GSH)** obtenus pour chaque temps et chaque concentration chez les deux variétés **Semito** et **Cirta** de *T.durum*.

Variétés	Concentrations	Produit herbicide	moyenne	T _{obs}	P
Semito	T	Cossack Sekator	0,878 0,773	1,74	0,157 N.S
	C1	Cossack Sekator	0,788 0,453	4,76	0,009 **
	C2	Cossack Sekator	0,604 0,367	8,30	0,001 ***
	C3	Cossack Sekator	0,305 0,226	9,91	0,001 ***
Cirta	T	Cossack Sekator	0,889 0,808	6,12	0,004 **
	C1	Cossack Sekator	0,709 0,654	6,17	0,096 N.S
	C2	Cossack Sekator	0,648 0,607	0,95	0,397 N.S
	C3	Cossack Sekator	0,453 0,411	1,83	0,142 N.S

T_{obs}= valeur observée de la variance t de Student

P= Probabilité

La représentation graphique des résultats statistiques obtenus dans le cas du traitement par le Cossack des deux variétés Sémito et Cirta est illustrée sur les figure 99 et 100.

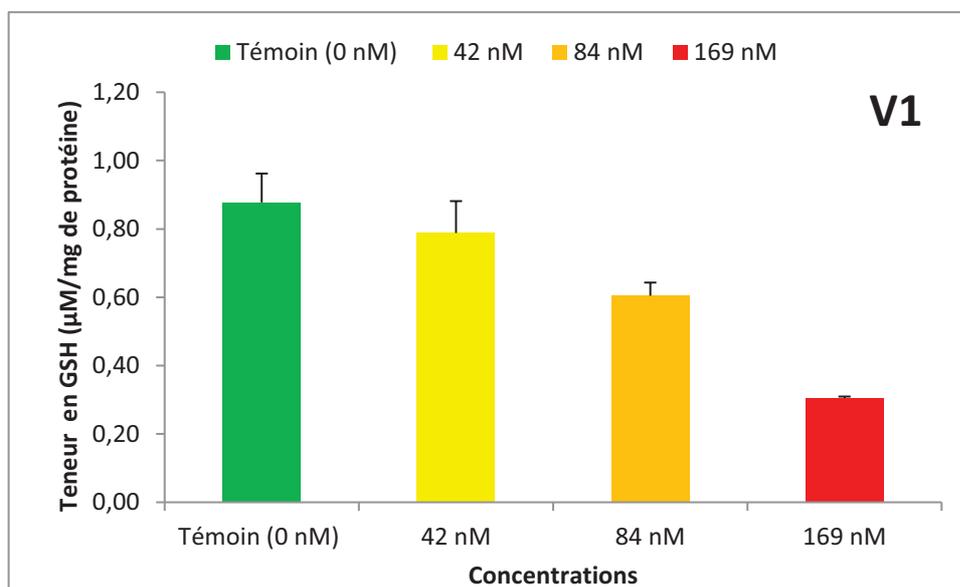


Figure 99. Effets de trois concentrations de Cossack sur la teneur en Glutathion (GSH) de la V1: Sémito, après 14 jours de traitement ($m \pm s$, $n=3$).

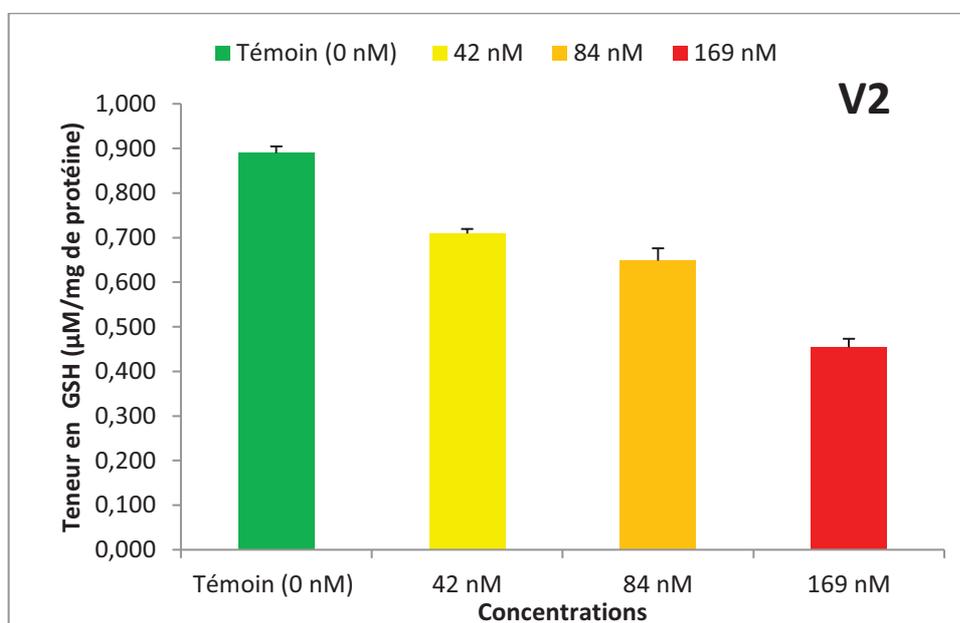


Figure 100. Effets de trois concentrations de Cossack sur la teneur en Glutathion (GSH) de la V2: Cirta, après 14 jours de traitement ($m \pm s$, $n=3$).

La représentation graphique des résultats statistiques obtenus dans le cas du traitement par le Sekator des deux variétés Sémito et Cirta est illustrée sur les figure 101 et 102.

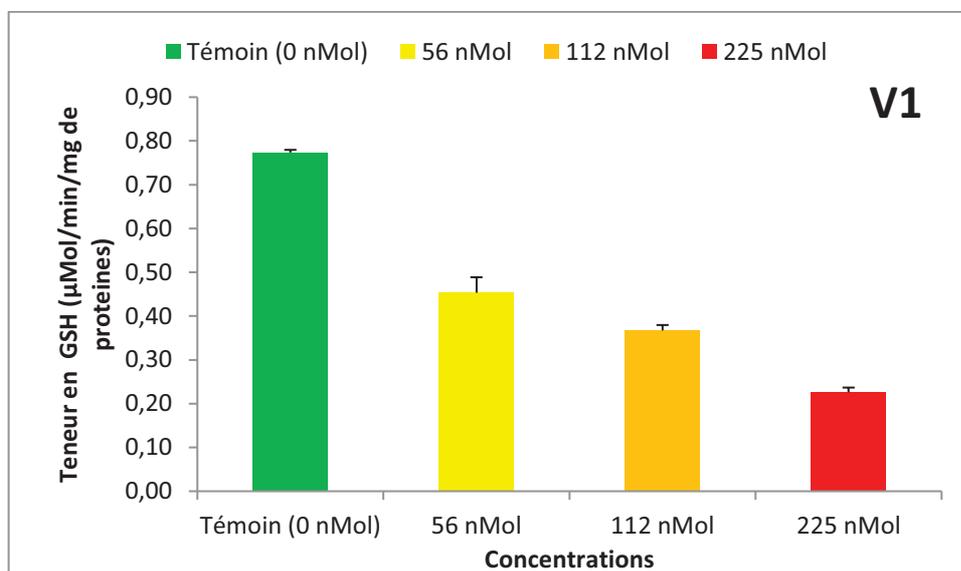


Figure 101. Effets de trois concentrations de Sekator sur la teneur en Glutathion (GSH) de la V1: Semito, après 14 jours de traitement ($m \pm s$, $n=3$).

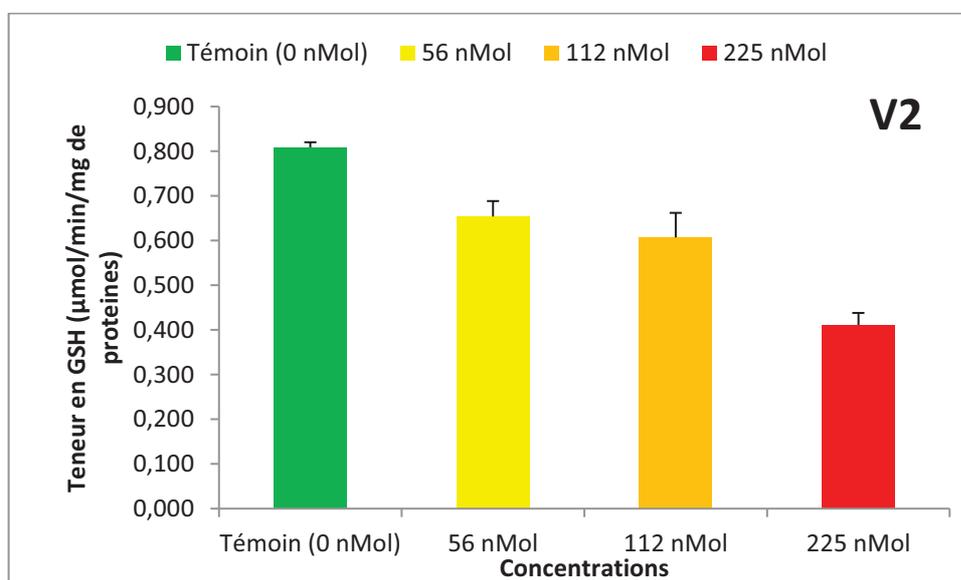


Figure 102. Effets de trois concentrations de Sekator sur la teneur en Glutathion (GSH) de la V2: Cirta, après 14 jours de traitement ($m \pm s$, $n=3$).

Tableau 55. Résultats de l'analyse de la variance à deux critères de classification appliquée dans la comparaison, entre les différentes concentrations, sur les deux variétés **Semito** et **Cirta** soumises aux deux traitements herbicides.

Produits	Paramètres étudiés	Source de variables	ddl	SCS	CM	F _{obs}	P	
Cossack	Activité CAT	Variété	1	582,3	582,3	10,58	0,004 **	
		concentration	3	9872,3	3290,3	59,79	0,000 ***	
	Activité APX	Variété	1	8911,2	08911,2	51,02	0,000 ***	
		concentration	3	20380,4	6793,5	38,90	0,000 ***	
	Activité GST	Variété	1	0,0327	0,0327	955,9	0,000 ***	
		concentration	3	0,0562	0,0187	547,0	0,000 ***	
	Teneur en MDA	Variété	1	0,0000460	0,0000460	605,12	0,000 ***	
		concentration	3	0,0000994	0,0000331	435,65	0,000 ***	
	Teneur en GSH	Variété	1	0,0058	0,0058	1,66	0,000 ***	
		concentration	3	0,825	0,275	78,19	0,000 ***	
	Sekator	Activité CAT	Variété	1	1,209	1,209	4,56	0,046 *
			concentration	3	93,061	31,020	116,98	0,000 ***
Activité APX		Variété	1	25,67	25,67	2,84	0,108 N.S	
		concentration	3	1119,67	373,22	41,31	0,000 ***	
Activité GST		Variété	1	0,0000144	0,0000144	1,85	0,192 N.S	
		concentration	3	0,0148994	0,0049665	636,68	0,000 ***	
Teneur en MDA		Variété	1	0,0120	0,0120	1549,86	0,000 ***	
		concentration	3	0,0131	0,0043	564,64	0,000 ***	
Teneur en GSH		Variété	1	0,1637	0,1637	131,91	0,000 ***	
		concentration	3	0,6902	0,2300	185,34	0,000 ***	

ddl = degré de liberté SCS = somme des carrés CM= carré moyen

P = probabilité F_{obs}= valeur observée de la variable F de FISHER

Tableau 56. Test de TUKEY de la comparaison, entre les différentes concentrations et les deux variétés **Semito** et **Cirta** pour chaque traitement herbicide, le **Cossack** et le **Sekator**.

Produits	Paramètres étudiés	Variétés	Groupes	Nombre de groupes	
Cossack	Activité CAT	Variétés	V1 V2 <u>20,8</u> <u>30,7</u> B A	2	
		Concentrations	T C1 C2 C3 <u>6,8</u> 13,6 <u>23,3</u> <u>59,4</u> C BC B A	4	
	Activité APX	Variétés	V1 V2 <u>21,6</u> <u>60,2</u> B A	2	
		Concentrations	T C1 C2 C3 <u>4,6</u> <u>24,9</u> <u>51,9</u> <u>82,2</u> C B A	3	
	Activité GST	Variétés	V2 V1 <u>0,03</u> <u>0,10</u> B A	2	
		Concentrations	T C1 C2 C3 <u>0,01</u> <u>0,04</u> <u>0,08</u> <u>0,14</u> D C B A	4	
	Teneur en MDA	Variétés	V1 V2 <u>0,6</u> <u>3,4</u> B A	2	
		Concentrations	T C1 C2 C3 <u>0,3</u> <u>0,5</u> <u>1,7</u> <u>5,4</u> B A	2	
	Teneur en GSH	Variétés	V1 V2 <u>0,64</u> <u>0,68</u> A	1	
		Concentrations	C3 C2 C1 T <u>0,38</u> <u>0,63</u> <u>0,75</u> <u>0,88</u> D C B A	4	
	Sekator	Activité CAT	Variétés	V1 V2 <u>2,6</u> <u>3,1</u> B A	2
			Concentrations	T C1 C2 C3 <u>1,2</u> 1,6 <u>2,3</u> <u>6,2</u> C BC B A	4
Activité APX		Variétés	V1 V2 <u>7,4</u> <u>9,4</u> B A	2	
		Concentrations	T C1 C2 C3 <u>1,4</u> <u>3,8</u> <u>9,31</u> <u>9,1</u> C B A	3	
Activité GST		Variétés	V2 V1 <u>0,04</u> <u>0,05</u> A	2	
		Concentrations	T C1 C2 C3 <u>0,01</u> <u>0,03</u> <u>0,06</u> <u>0,08</u> D C B A	4	
Teneur en MDA		Variétés	V1 V2 <u>0,3</u> <u>4,8</u> B A	2	
		Concentrations	T C1 C2 C3 <u>0,4</u> <u>0,9</u> <u>2,6</u> <u>6,4</u> B AB A	3	
Teneur en GSH		Variétés	V1 V2 <u>0,46</u> <u>0,62</u> B A	1	
		Concentrations	C3 C2 C1 T <u>0,32</u> <u>0,49</u> <u>0,55</u> <u>0,79</u> D C B A	4	

Tableau 57. Test de DUNETT de la comparaison entre les différentes concentrations, pour les deux variétés **Semito et Cirta** soumises aux deux produits herbicides le **Cossack** et le **Sekator**.

Produits	Paramètres étudiés	Groupes				Nombre de groupes
Cossack	Activité CAT	C1 13,6	C2 23,3	C3 59,4	T <u>6,8</u> A	4
	Activité APX	C1 24,9	C2 51,9	C3 82,2	T <u>4,6</u> A	4
	Activité GST	C1 0,04	C2 0,08	C3 0,14	T <u>0,01</u> A	4
	Teneur en MDA	C1 <u>0,5</u>	C2 <u>1,7</u>	C3 5,4	T <u>0,3</u> A	2
	Teneur en GSH	C3 0,38	C2 0,63	C1 0,75	T <u>0,88</u> A	4
Sekator	Activité CAT	C1 <u>1,6</u> A	C2 2,3	C3 6,2	T <u>1,2</u> A	3
	Activité APX	C1 <u>3,8</u> A	C2 9,3	C3 19,1	T <u>1,4</u> A	3
	Activité GST	C1 0,03	C2 0,06	C3 0,08	T <u>0,01</u> A	4
	Teneur en MDA	C1 <u>0,9</u>	C2 <u>2,6</u>	C3 6,4	T <u>0,4</u> A	2
	Teneur en GSH	C3 0,32	C2 0,49	C1 0,55	T <u>0,79</u> A	4

- **Effets des sulfonylurées sur l'anatomie de la racine et de la feuille de *T.durum* :**

La première structure, qui émerge de la graine au stade de la germination est la radicule qui permet à la plantule en développement, de se fixer au sol et d'absorber l'eau. Dans les plantules, la surface totale capable d'absorber l'eau et les minéraux excède en général notablement la surface de la photosynthèse. Le rapport des surfaces entre les racines et la partie aérienne, décroît avec l'âge de la plante.

Si des dommages, affectent notablement la surface d'absorption des racines, la croissance de la partie aérienne est ralentie par le manque d'eau, de minéraux et d'hormones fournis par les racines. La réduction de la taille du système aérien limite à son tour la croissance des racines en diminuant la quantité de glucides et d'hormones fournie pour la partie aérienne (**Raven, 2009**). C'est pour cette raison que nous nous sommes intéressés à l'étude des changements anatomiques et structuraux chez les racines et les feuilles de *T.durum* en présence ou non des deux herbicides le Cossack^{OD} et le Sekator^{OD}.

• La racine

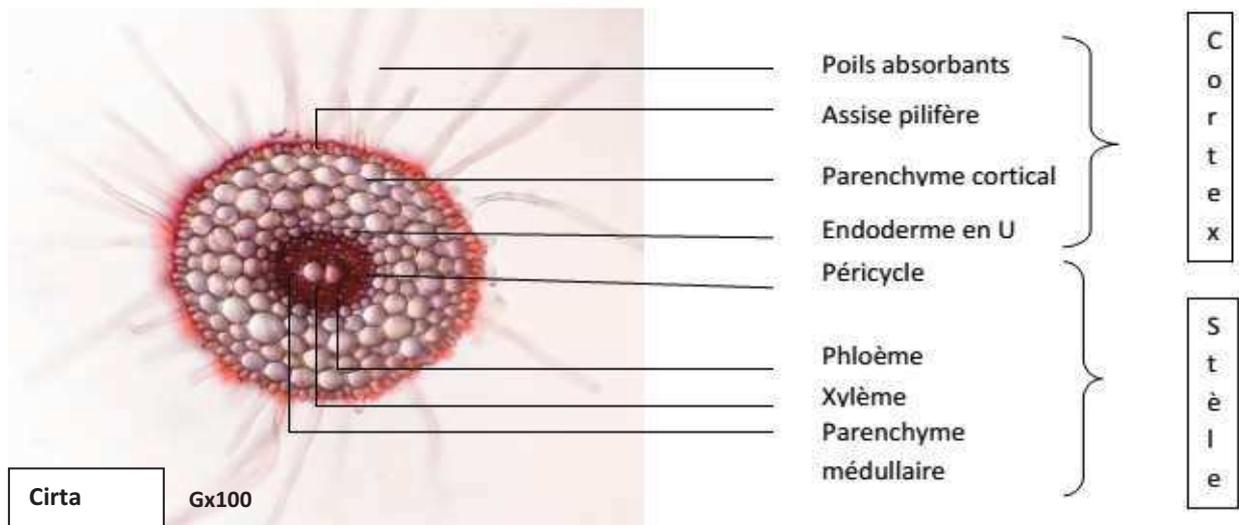
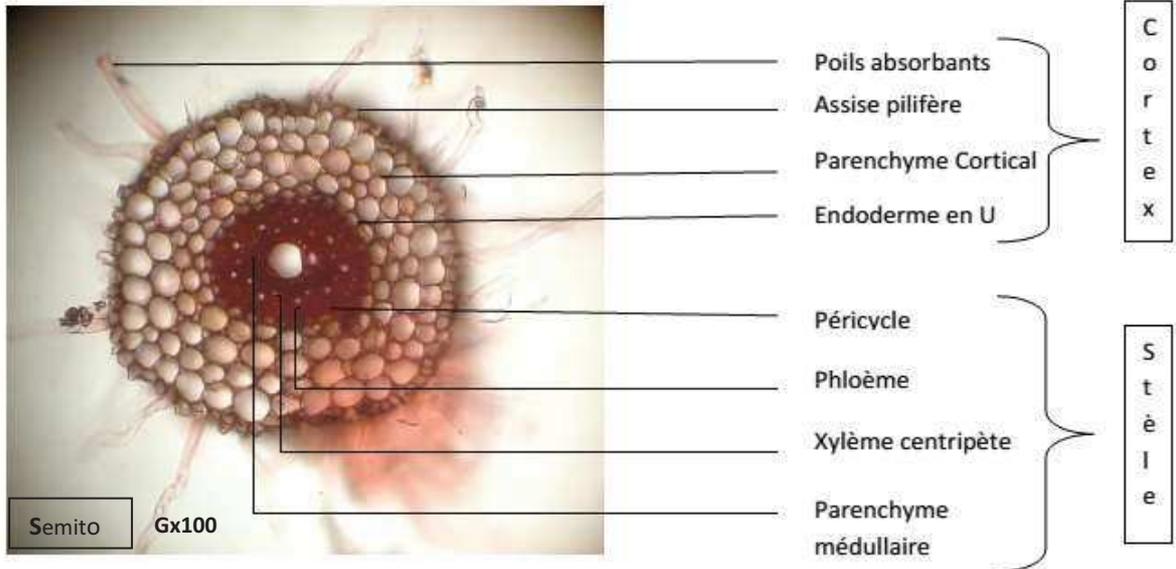


Figure 103. Coupe histologique transversale de la racine témoin de *T.durum*, variétés Semito et Cirta.

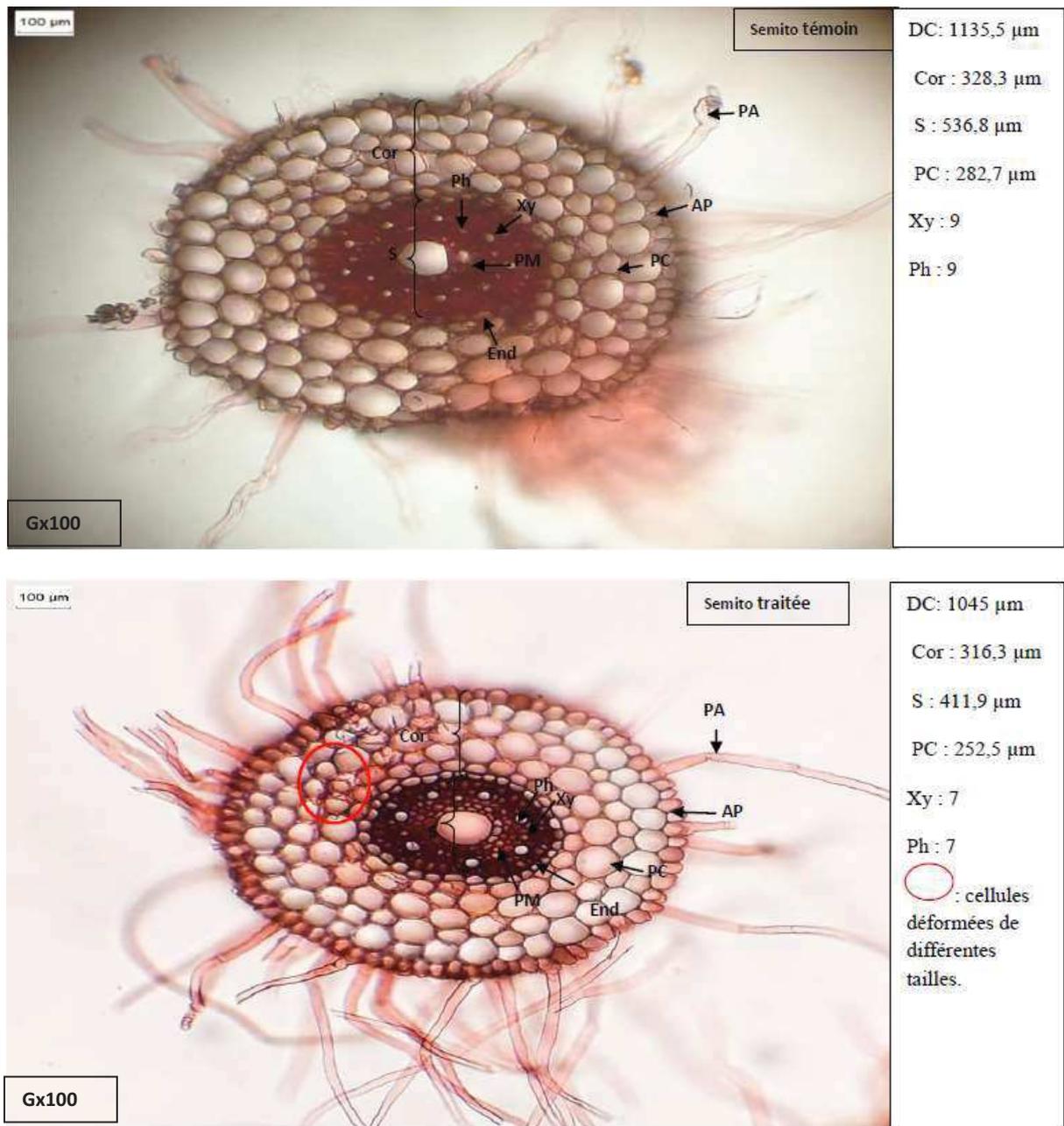


Figure 104. Comparaison des coupes histologiques transversales des racines de *T.durum* Variété Semito, en présence ou non du Cossack^{OD}.

(DC : diamètre de la coupe, Cor : cortex, S : stèle, PC : parenchyme corticale, Xy : xylème, Ph : Phloème, PM : parenchyme médullaire, PA : poils absorbant, AP : assise pilifère).

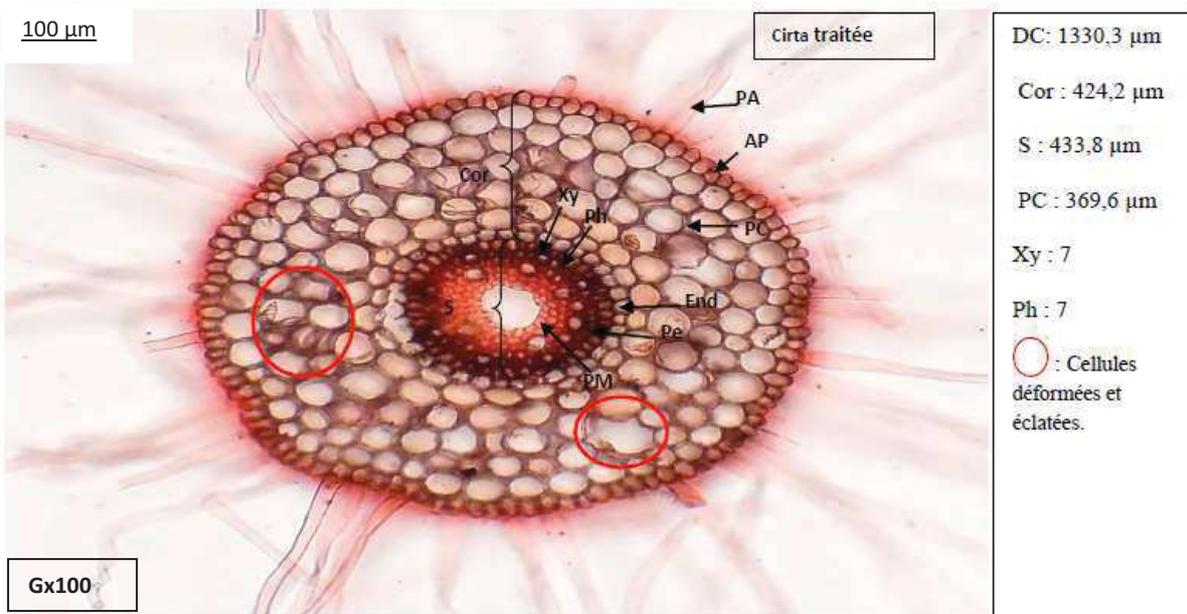
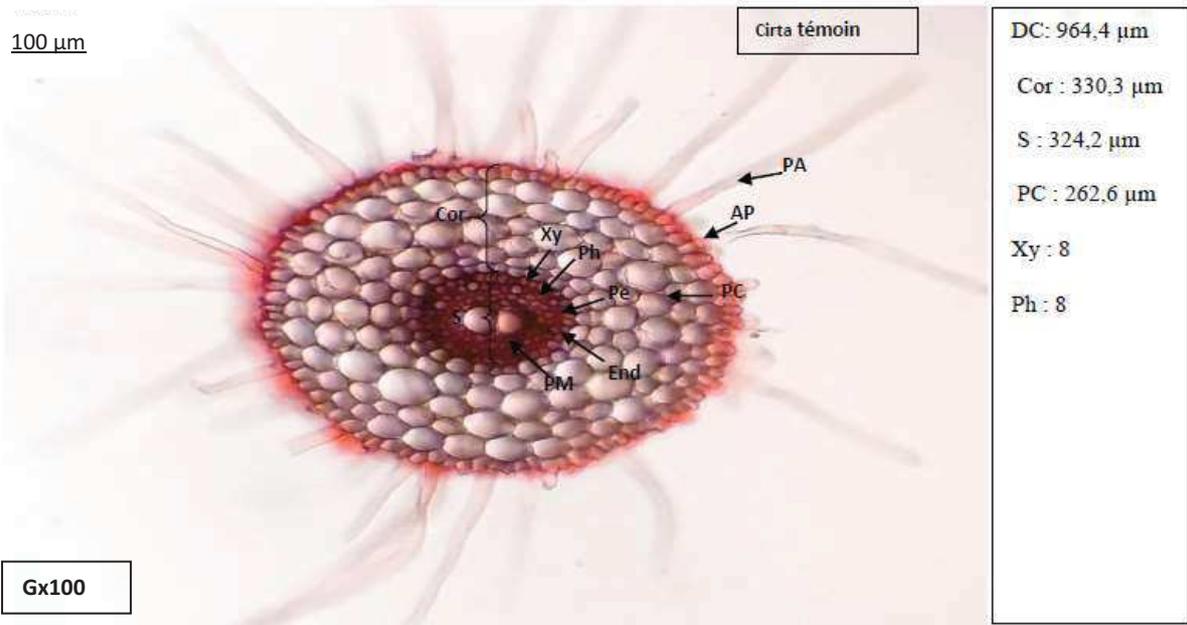


Figure 105. Comparaison des coupes histologiques transversales des racines de *T.durum* Variété Cirta, en présence ou non du Cossack^{OD}.

(DC : diamètre de la coupe, Cor : cortex, S : stèle, PC : parenchyme corticale, Xy : xylème, Ph : Phloème, PM : parenchyme médullaire, PA : poils absorbant, AP : assise pilifère).

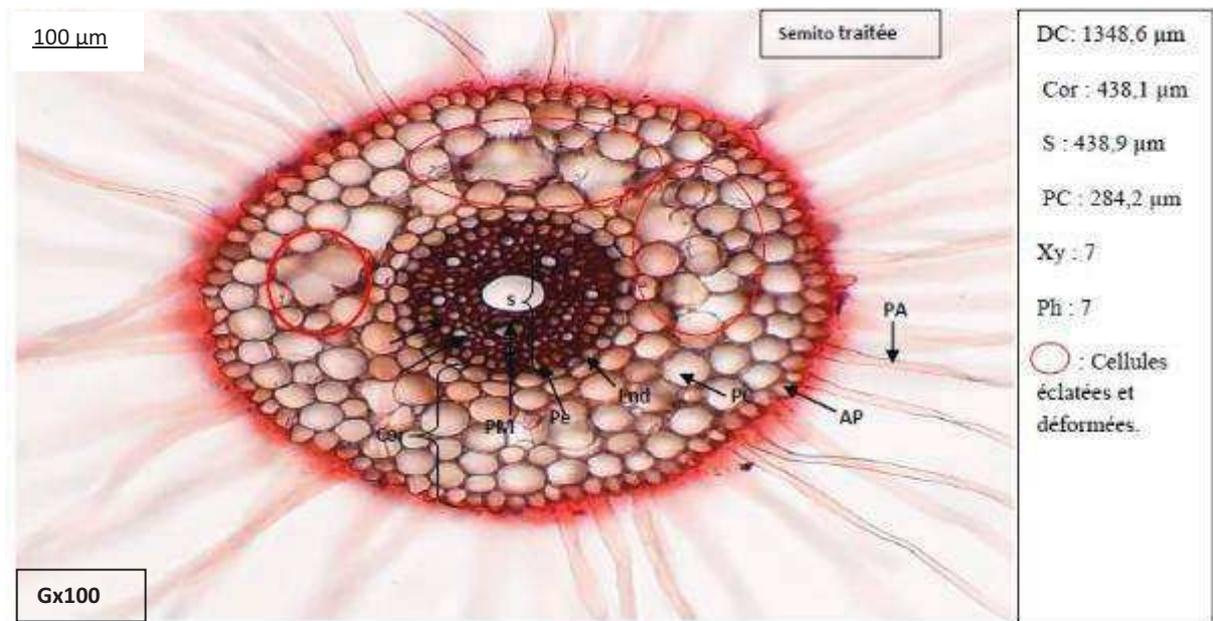
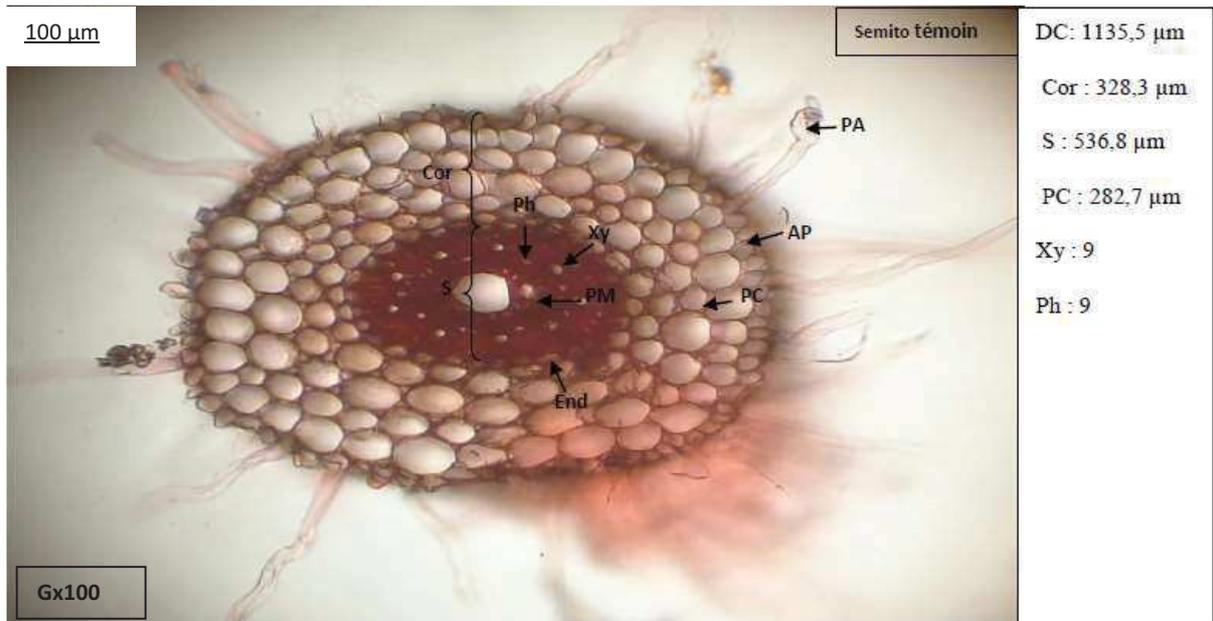


Figure 106. Comparaison des coupes histologiques transversales des racines de *T.durum* Variété Semito, en présence ou non du Sekator^{OD}.

(DC : diamètre de la coupe, Cor : cortex, S : stèle, PC : parenchyme corticale, Xy : xylème, Ph : Phloème, PM : parenchyme médullaire, PA : poils absorbant, AP : assise pilifère).

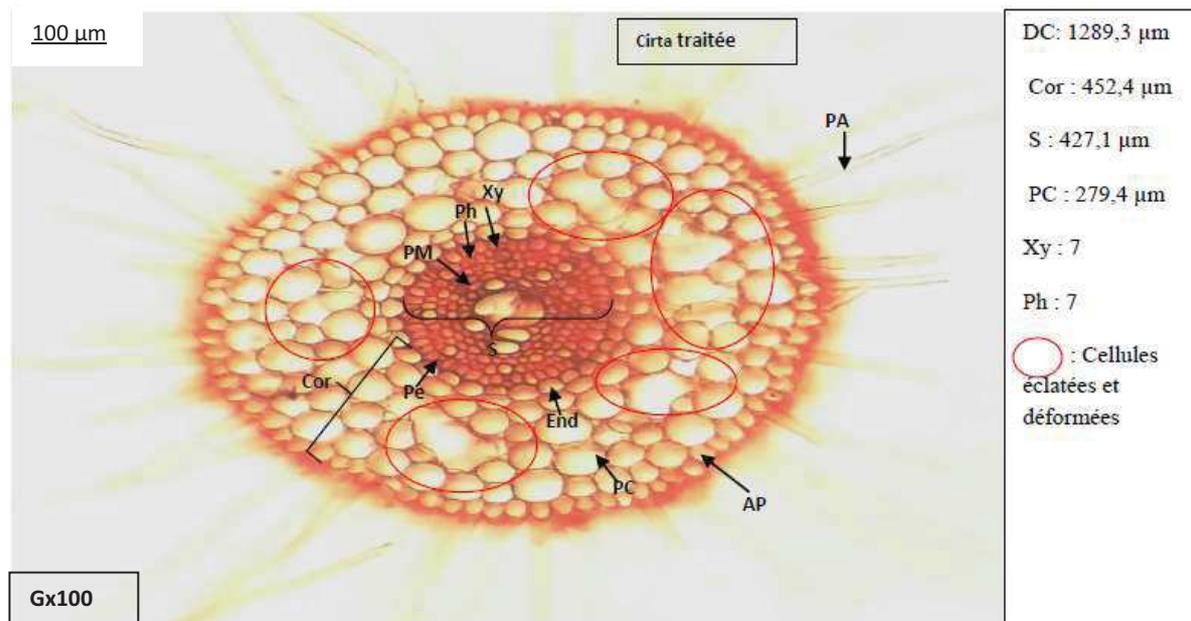
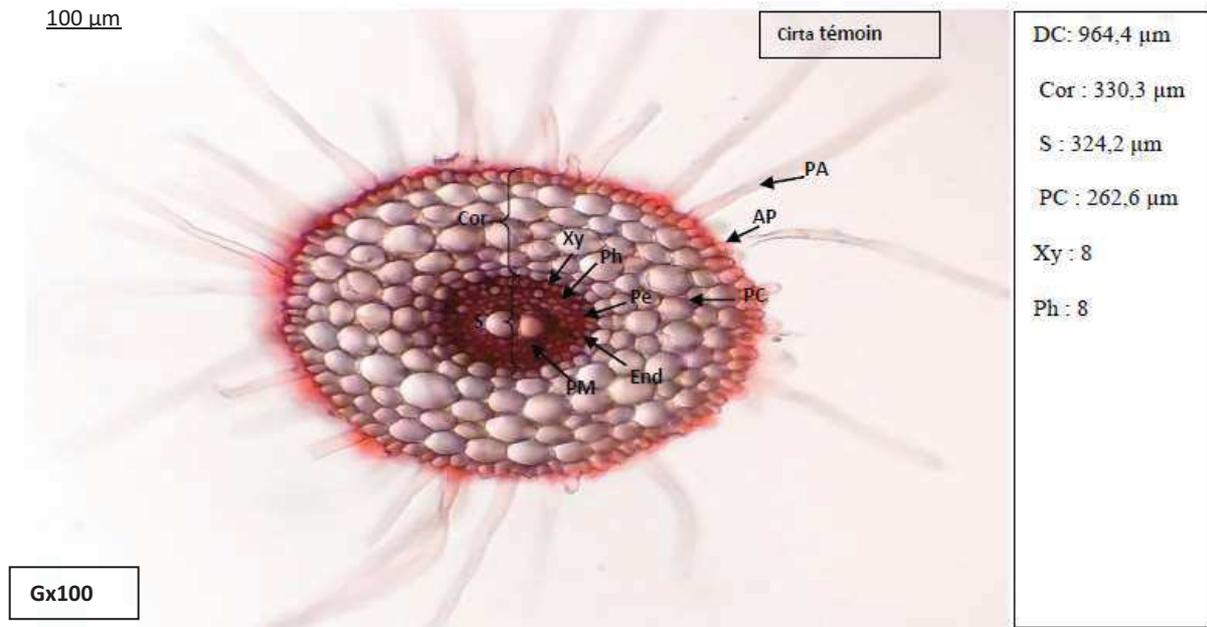


Figure 107. Comparaison des coupes histologiques transversales des racines de *T.durum* Variété Cirta, en présence ou non du Sekator^{OD}.

(DC : diamètre de la coupe, Cor : cortex, S : stèle, PC : parenchyme corticale, Xy : xylème, Ph : Phloème, PM : parenchyme médullaire, PA : poils absorbant, AP : assise pilifère).

L'observation microscopique des coupes histologiques des racines de *Triticum durum* Desf (figure 103, 104, 105, 106 et 107) nous a permis de voir la structure primaire de la racine des monocotylédones chez le témoin et le traité des deux variétés Sémito et Cirta.

L'observation, montre l'organisation concentrique de la racine en plusieurs couches tissulaires. Les cellules de ces tissus dérivent des cellules produites par la zone méristématique située dans l'apex. Pour cette raison, on parle de tissus primaires dont la disposition dessine la structure primaire de la racine.

Ces jeunes racines montrent une structure à symétrie axiale, avec de l'extérieur vers l'intérieur :

Le rhizoderme, ou assise pilifère, est le tissu superficiel primaire des racines d'une plante, équivalent de l'épiderme des parties aériennes. À la différence de l'épiderme, il est dépourvu de cuticule et de stomates. Dans la toute jeune racine, de nombreuses cellules du rhizoderme forment des poils absorbants spécialisés dans la collecte de l'eau et des sels minéraux présents dans le sol.

Nous constatons que la plus grande partie de la structure primaire des racines est généralement occupée par le cylindre cortical ou bien le cortex. Chez les monocotylés, le cylindre cortical persiste pendant toute la durée de la vie de la racine et beaucoup de cellules corticales développent des parois secondaires qui se lignifient.

Le cortex contient de nombreux espaces intercellulaires contrairement à son assise interne l'Endoderme. Ce dernier est composé de cellules disposées de façon compacte et forme la limite interne du cylindre cortical.

Au centre de la racine, on observe un autre cylindre, c'est le cylindre central ou bien la Stèle, il comprend les tissus conducteurs primaires entourés par le péricycle. Le xylème primaire occupe normalement le centre du cylindre conducteur et forme des lames vasculaires rayonnantes alternant avec des cordons de phloème primaire. Les racines latérales proviennent du péricycle et se frayent un chemin vers l'extérieur à travers le cortex (**Raven, 2009**)

L'observation microscopique des coupes histologiques transversales des racines de *T.durum* traitées, nous a permis de constater la même structure primaire que celle des témoin avec la présence de quelques modifications et de changements au niveau de la tailles et des différentes parties tel que la diminution du nombre des vaisseaux conducteurs, le phloème et le xylème chez les racines traitées comparativement aux témoins. On observe aussi des modifications au niveau du parenchyme cortical tel que l'éclatement des cellules de ce dernier.

Les résultats obtenus, montrent que chez la variété Semito, le diamètre de la racine traitée diminue par rapport au témoin. Malgré cette diminution, on observe un élargissement du Cortex dû à l'élargissement du parenchyme cortical et un rétrécissement de la Stèle comparativement au témoin.

Chez la variété Cirta, on observe une augmentation du diamètre de la racine, un élargissement du Cortex et du parenchyme cortical et de la stèle aussi, de la racine traitée comparativement à la racine témoin.

Chez la variété Semito, les valeurs enregistrées montrent une augmentation du diamètre de la racine traitée avec un élargissement du parenchyme cortical et du Cortex et un rétrécissement de la Stèle par rapport à la racine témoin.

Chez la variété Cirta, on observe une augmentation importante du diamètre de la racine traitée et un élargissement des différentes parties de la racine, c'est à dire le cortex, le parenchyme cortical et la stèle, comparativement au témoin.

Les résultats du test t de Student appliqué pour la comparaison entre les deux sulfonylurées utilisées sont représentés dans le tableau 58.

Chez la Semito, il n'existe pas de différences significatives entre les concentrations témoins des deux xénobiotiques. Cependant, on enregistre des différences très hautement significatives ($p = 0,000$) entre les concentrations C3 des deux herbicides, pour la mesure du diamètre de la racine et du parenchyme cortical. Il existe aussi des différences significatives entre les concentrations C3 des deux produits pour la mesure du cortex, mais pour la mesure de la stèle il n'y a pas de différences significatives.

Chez la variété Cirta, on enregistre des différences très hautement significatives ($p = 0,001$) entre les témoins T des deux sulfonylurées, pour la mesure du diamètre de la racine, et des différences significatives ($p = 0,019$) entre les T pour la mesure du cortex. Quant à la mesure de la stèle et du parenchyme cortical, il existe des différences hautement significatives ($p = 0,005$) et ($p = 0,004$) respectivement entre les témoins des deux herbicides.

Alors que pour la comparaison entre les concentrations C3 des deux produits herbicides, il n'existe pas de différence significative concernant le diamètre de la racine, du cortex et de la stèle mais il existe des différences significatives ($p = 0,036$) pour la mesure du parenchyme cortical.

L'analyse de la variance à deux critères de classification représentée dans le tableau 59, montre que pour le Cossack, il n'existe pas de différences significatives entre les variétés pour la mesure du diamètre de la racine et le parenchyme cortical, et qu'il existe des différences très hautement significatives ($p = 0,000$) pour la mesure du cortex et de la stèle.

Pour la comparaison entre les concentrations, on observe des différences très hautement significatives ($p = 0,000$) pour toutes les mensurations effectuées.

Pour le Sekator, on enregistre des différences très hautement significatives ($p = 0,000$) pour la comparaison entre les variétés ainsi que pour la comparaison entre les concentrations pour le diamètre de la racine, et pour la mesure du cortex et du parenchyme cortical. Aucune différence significative n'a été observée concernant les mensurations de la stèle, et aucune différence significative n'a été observée entre le témoin et les traités.

Le test de TUKEY (tableau 60), indique que pour le traitement avec le Cossack et pour les paramètres mesurés : le diamètre de la racine, le cortex et la stèle, il existe deux groupes de classement pour les variétés B (V1) et A (V2) : la Semito est différente de la Cirta. Pour le parenchyme cortical, il existe un seul groupe pour les variétés A (V2, V1) : la Semito et la Cirta sont identiques.

Alors que pour le classement des concentrations, on observe que pour tous les paramètres mesurés, il existe deux groupes de classement, pour les variétés, pour le diamètre de la racine, le parenchyme cortical, les groupes sont : B (V2) et A (V1).

Pour le diamètre du cortex et la mesure de la stèle, les groupes sont B (V1) et A (V2).

Tandis que pour tous les paramètres mesurés, les concentrations sont classées en deux groupes : B (C0) et A (C3).

Le test de DUNETT représenté dans le tableau 61, montre que pour le traitement avec le Cossack et pour tous les paramètres mesurés, le témoin T est différent de la concentration C3.

Tandis que pour le traitement avec le Sekator, on remarque que le témoin est différent de la concentration C3 pour tous les paramètres mesurés, sauf pour le diamètre de la stèle où la C3 et le T sont identiques entre elles.

Tableau 58. Test t de Student pour échantillons indépendants appliqué pour comparer entre les deux produits herbicides, les mensurations des coupes histologiques de racine des deux variétés blé dur (*Triticum durum* Desf).

Variétés	Paramètres étudiés	Concentrations	Produit herbicide	moyenne	T _{obs}	P	
Semito	Diamètres de la racine	T	Cossack Sekator	1163,0 1163,0	0,00	1,000 N.S	
		C3	Cossack Sekator	1042,5 1317,0	-12,78	0,001 ***	
	Cortex	T	Cossack Sekator	369,5 369,5	0,00	1,000 N.S	
		C3	Cossack Sekator	510,0 430,82	5,23	0,035 *	
	Stèle	T	Cossack Sekator	261,26 261,26	0,00	1,000 N.S	
		C3	Cossack Sekator	226,7 241,6	-0,90	0,436 N.S	
	Parenchyme corticale	T	Cossack Sekator	266,3 266,3	0,00	1,000 N.S	
		C3	Cossack Sekator	317,3 541,9	-11,99	0,001 ***	
	Cirta	Diamètres de la racine	T	Cossack Sekator	973,7 1301,0	-12,58	0,001 ***
			C3	Cossack Sekator	1301,0 1282,61	0,84	0,490 N.S
		Cortex	T	Cossack Sekator	504,9 644,7	-7,15	0,019 *
			C3	Cossack Sekator	644,7 657,7	-0,56	0,615 N.S
Stèle		T	Cossack Sekator	235,6 331,6	-13,5	0,005 **	
		C3	Cossack Sekator	331,6 290,1	0,99	0,428 N.S	
Parenchyme corticale		T	Cossack Sekator	240,1 336,7	-7,99	0,004 **	
		C3	Cossack Sekator	336,0 377,8	-3,62	0,036 *	

T_{obs}= valeur observée de la variance t de Student

P= Probabilité

Tableau 59. Résultats de l'analyse de la variance à deux critères de classification appliquée dans la comparaison, entre les différentes concentrations, sur les deux variétés **Semito** et **Cirta** soumises aux deux traitement herbicides..

Produits	Paramètres étudiés	Source de variables	ddl	SCS	CM	F _{obs}	P
Cossack	Diamètre de la racine	Variété	1	3590	3590	4,31	0,072 N.S
		concentration	1	32056	32056	38,45	0,000 ***
	Cortex	Variété	1	54720	54720	60,93	0,000 ***
		concentration	1	58930	58930	65,62	0,000 ***
	Stèle	Variété	1	4675,6	4675,6	22,33	0,000 ***
		concentration	1	2792,9	2792,9	13,34	0,000 ***
	Parenchyme cortical	Variété	1	33,7	33,7	0,15	0,707 N.S
		concentration	1	16348,2	16348,2	73,65	0,000 ***
Sekator	Diamètre de la racine	Variété	1	37532	37532	67,52	0,000 ***
		concentration	1	160671	160671	289,05	0,000 **
	Cortex	Variété	1	98395	98395	158,22	0,000 ***
		concentration	1	34364	34364	55,26	0,000***
	Stèle	Variété	1	379	379	0,27	0,620 N.S
		concentration	1	890	890	0,62	0,452 N.S
	Parenchyme cortical	Variété	1	27151	27151	74,35	0,000 ***
		concentration	1	128121	128121	350,82	0,000 ***

ddl = degré de liberté

SCS = somme des carrés

CM= carré moyen

P = probabilité

F_{obs}= valeur observée de la variable F de FISHER

Tableau 60. Test de TUKEY de la comparaison, entre les différentes concentrations et les deux variétés **Semito et Cirta** pour chaque traitement herbicide le **Cossack** et le **Sikator**.

Produits	Paramètres étudiés	Variétés	Groupes	Nombre de groupes	
Cossack	Diamètre de la racine	Variétés	V1 V2 <u>1102,8</u> <u>1137,4</u> B A	2	
		Concentrations	T C3 <u>1068,4</u> <u>1171,8</u> B A	2	
	Cortex	Variétés	V1 V2 <u>439,8</u> <u>574,8</u> B A	2	
		Concentrations	T C3 <u>437,2</u> <u>577,4</u> B A	2	
	Stèle	Variétés	V1 V2 <u>244,1</u> <u>283,6</u> B A	2	
		Concentrations	T C3 <u>248,6</u> <u>279,1</u> B A	2	
	Parenchyme cortical	Variétés	V2 V1 <u>288,4</u> <u>291,8</u> A	1	
		Concentrations	T C3 <u>253,2</u> <u>327,0</u> B A	2	
	Sikator	Diamètre de la racine	Variétés	V2 V1 <u>1128,2</u> <u>1240,0</u> B A	2
			Concentrations	T C3 <u>1068,4</u> <u>1299,8</u> B A	2
		Cortex	Variétés	V1 V2 <u>400,2</u> <u>581,3</u> B A	2
			Concentrations	T C3 <u>437,2</u> <u>544,2</u> B A	2
Stèle		Variétés	V1 V2 <u>251,6</u> <u>262,9</u> B A	2	
		Concentrations	T C3 <u>248,6</u> <u>265,8</u> B A	2	
Parenchyme cortical		Variétés	V2 V1 <u>308,9</u> <u>404,1</u> B A	2	
		Concentrations	T C3 <u>253,2</u> <u>459,8</u> B A	2	

Tableau 61. Test de DUNETT de la comparaison entre les différentes concentrations, pour les deux variétés **Sémito et Cirta** soumises aux deux produits herbicides le **Cossack** et le **Sekator**.

Produits	Paramètres étudiés	Groupes		Nombre de groupes
Cossack	Diamètre de la racine	C3 1171,8	T <u>1068,4</u> A	2
	Cortex	C3 577,4	T <u>437,2</u> A	2
	Stèle	C3 279,1	T <u>248,6</u> A	2
	Parenchyme Cortical	C3 327,0	T <u>253,2</u> A	2
Sekator	Diamètre de la racine	C3 1299,8	T <u>1068,4</u> A	2
	Cortex	C3 544,2	T <u>437,2</u> A	2
	Stèle	C3 <u>265,8</u>	T 248,6 A	1
	Parenchyme Cortical	C3 459,8	T <u>253,2</u> A	2

• La feuille

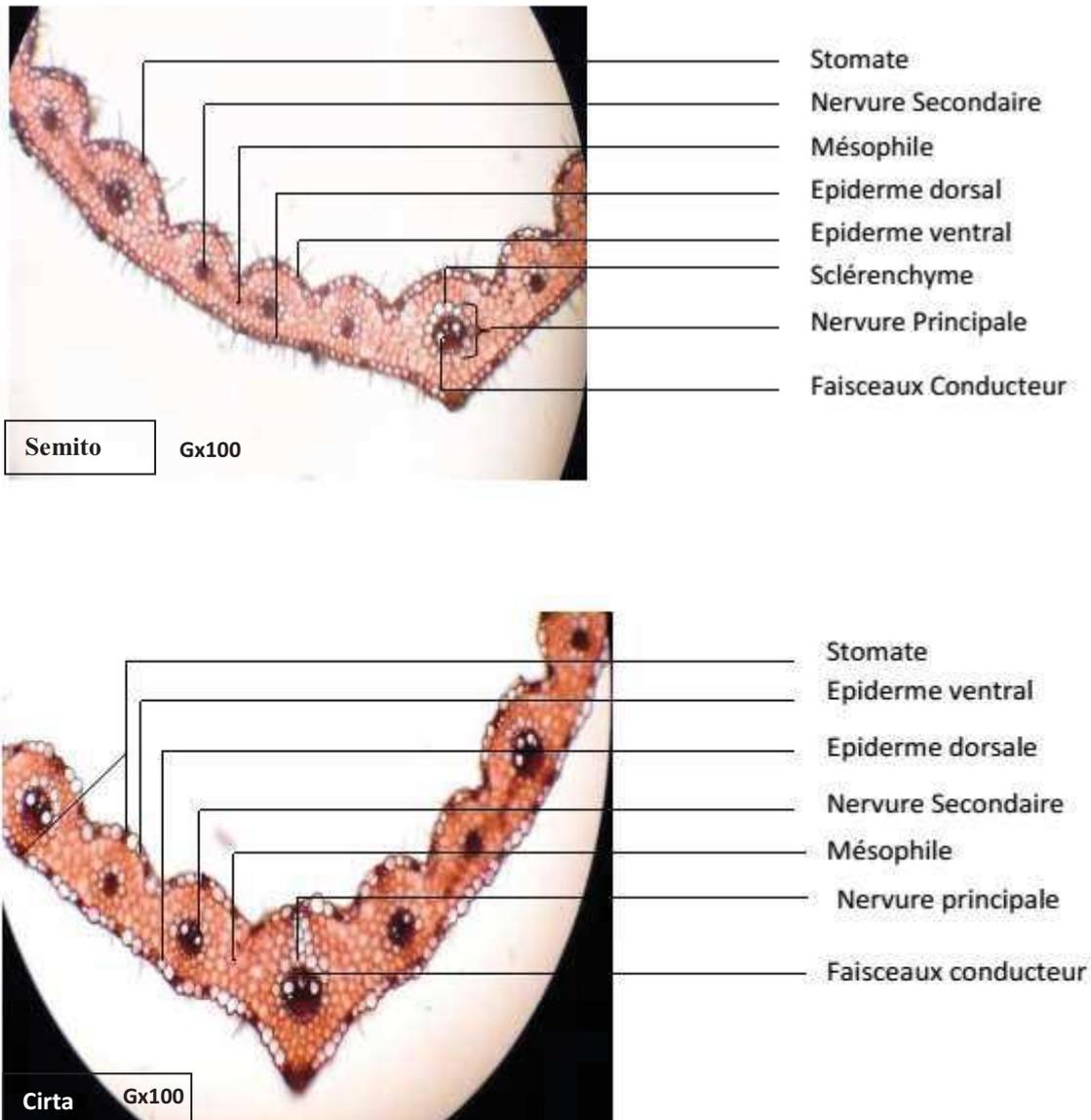


Figure 108. Coupe histologique transversale de la feuille témoin de *T.durum*, Variétés Semito et Cirta.

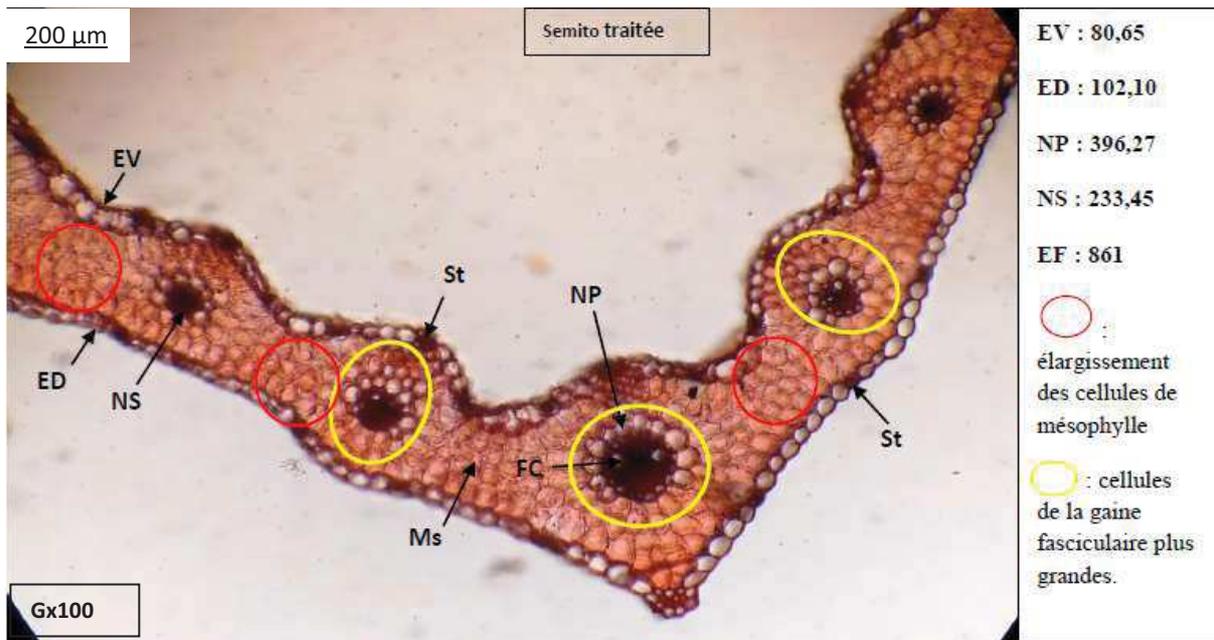
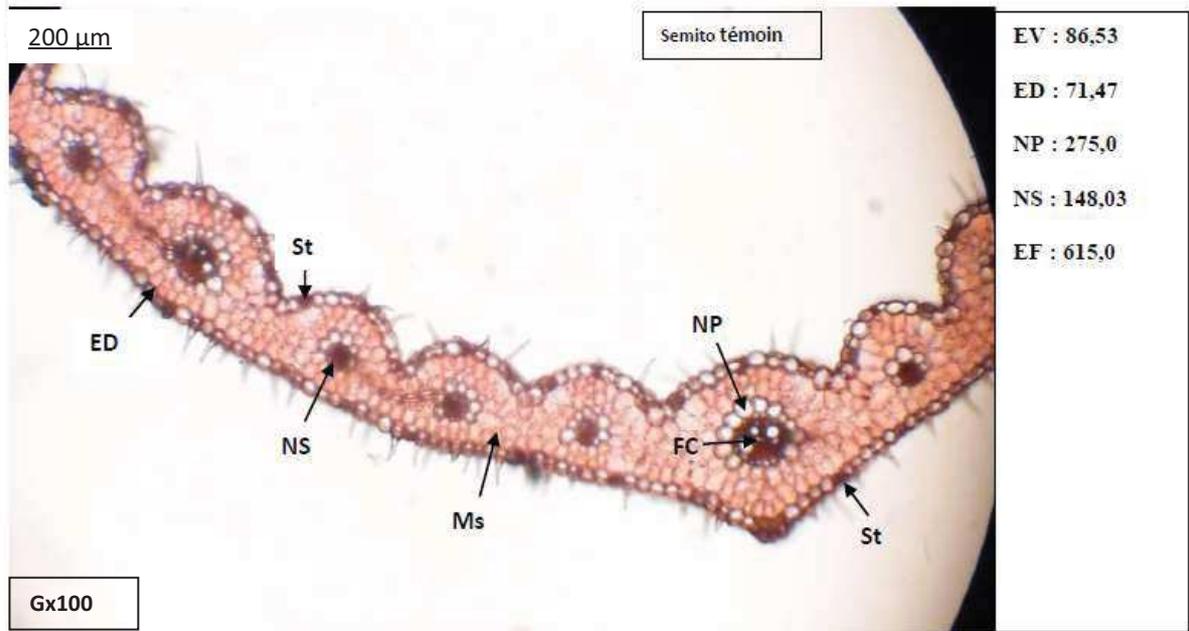


Figure 109. Comparaison des coupes histologiques transversales des feuilles de *T.durum* Variété Semito, en présence ou non du Cossack^{OD}.

(EV : Épiderme ventral, ED : Épiderme dorsale, NP : Nervure principale, NS : Nervure secondaire, EF: Épaisseur de la feuille, Ms: Mésophylle, St: Stomate).

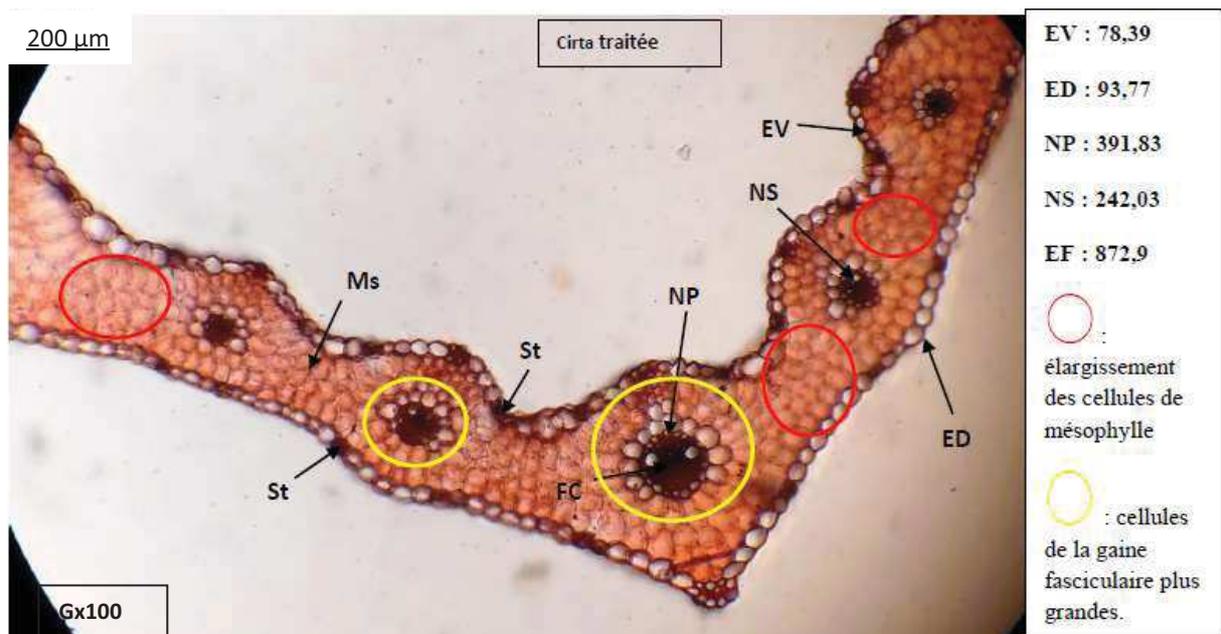
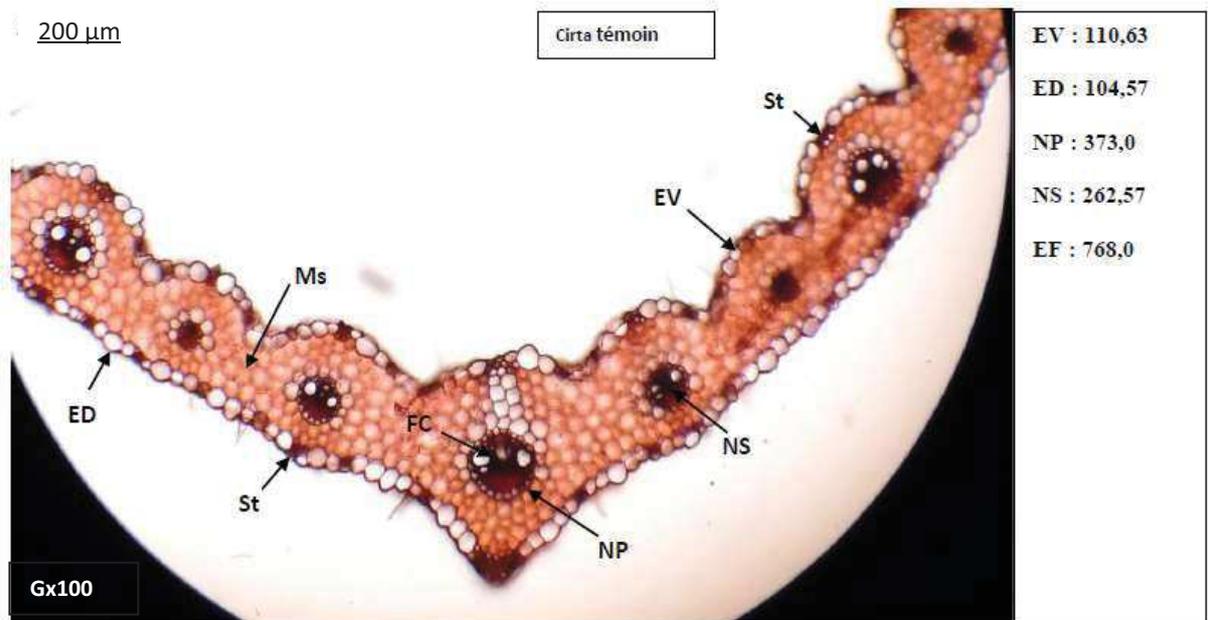


Figure 110. Comparaison des coupes histologiques transversales des feuilles de *T.durum* Variété Cirta, en présence ou non Cossack^{OD}.

(EV : Épiderme ventral, ED : Épiderme dorsale, NP : Nervure principale, NS : Nervure secondaire, EF: Épaisseur de la feuille, Ms: Mésophyle, St: Stomate).

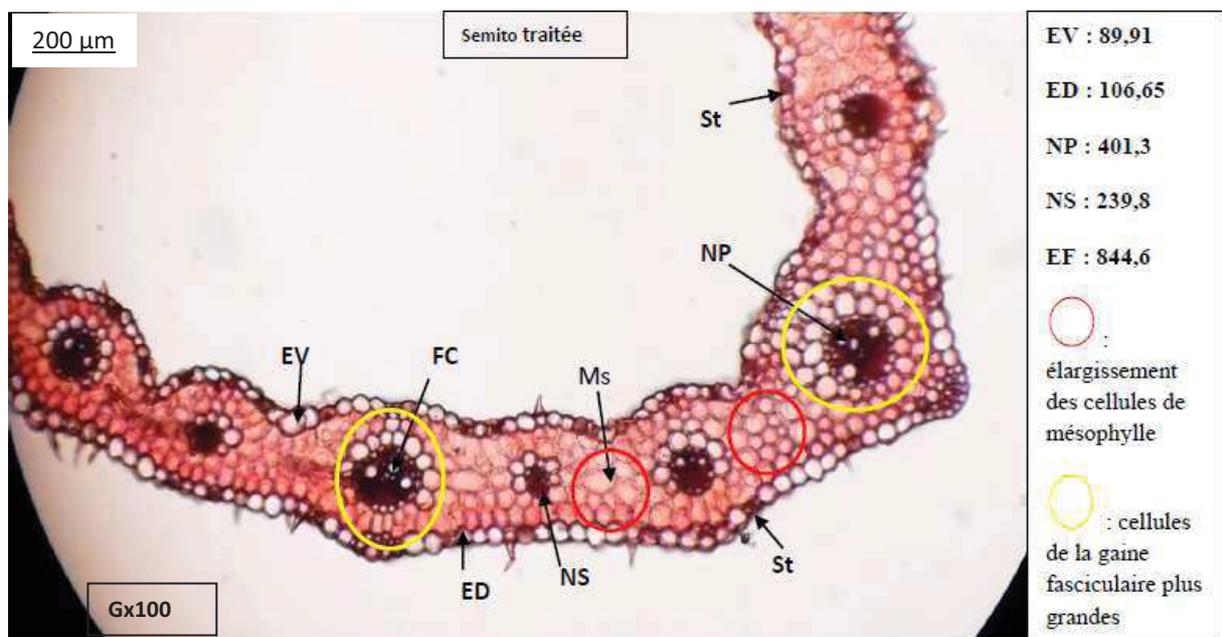
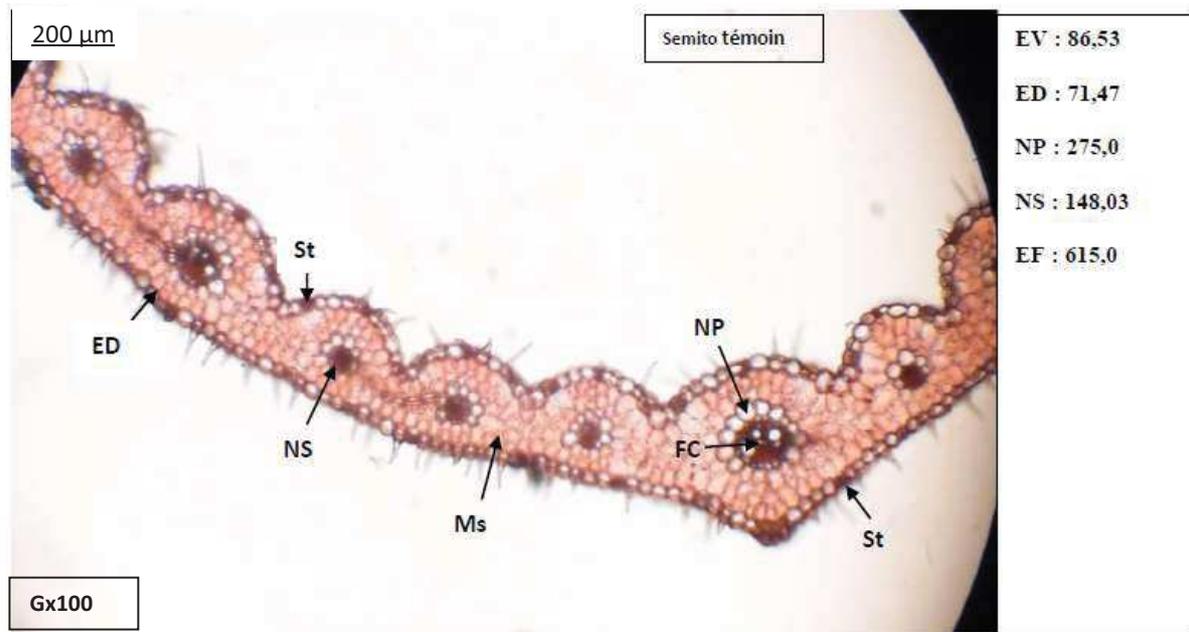


Figure 111. Comparaison des coupes histologiques transversales des feuilles de *T.durum* Variété Semito, en présence ou non du Sekator^{OD}.

(EV : Epiderme ventral, ED : Epiderme dorsale, NP : Nervure principale, NS : Nervure secondaire, EF: Epaisseur de la feuille, Ms: Mésophile, St: Stomate).

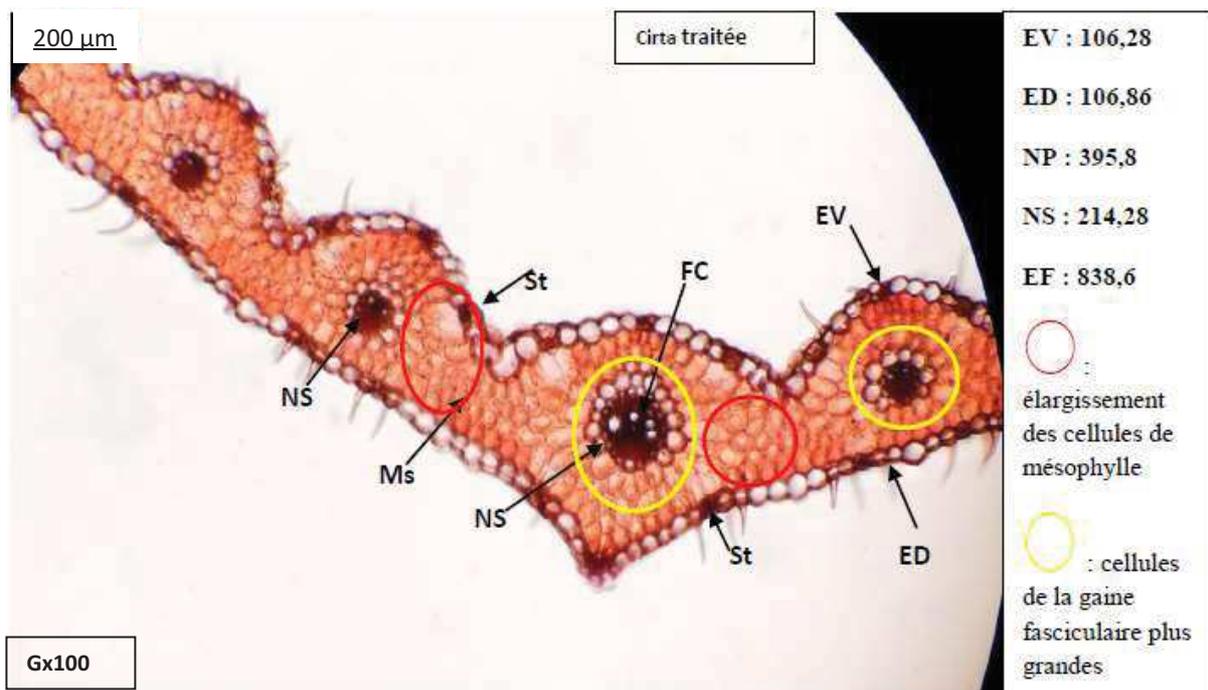
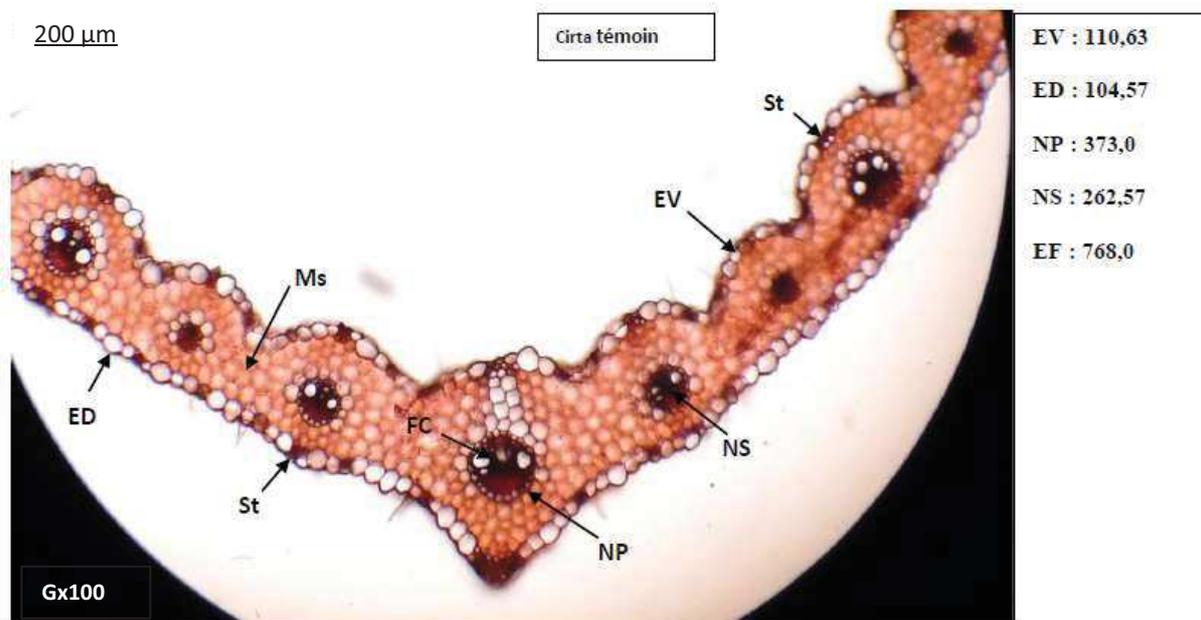


Figure 112. Comparaison des coupes histologiques transversales des feuilles de *T.durum* Variété Cirta, en présence ou non du Sekator^{OD}.

(EV : Épiderme ventral, ED : Épiderme dorsale, NP : Nervure principale, NS : Nervure secondaire, EF: Épaisseur de la feuille, Ms: Mésophile, St: Stomate).

Lors de l'observation microscopique des coupes transversales des feuilles de blé des deux variétés Semito est Cirta, nous avons constaté la présence de deux épidermes qui limitent la coupe, ce sont l'épiderme inférieur « dorsal » et l'épiderme supérieur « ventral ».

L'épiderme est une assise continue de cellules qui recouvre les rameaux feuillés (tige et feuille) et fournit une protection contre la dessiccation et les agressions extérieures de toutes sortes tout en permettant et en réglant les échanges gazeux avec l'atmosphère.

Chez les monocotylés, l'épiderme inférieur est identique à l'épiderme supérieur. Ils sont composés de cellules de revêtement et de cellules stomatiques. Les cellules de l'épiderme sont particulièrement grandes, ce sont des cellules bulliformes, ou cellules motrices, disposées en rangées longitudinales. On pense qu'elles interviennent dans le repliement ou l'enroulement d'une part et l'ouverture ou le déroulement des feuilles qui obéissent aux modifications du potentiel hydrique d'autre part. En cas de perte excessive d'eau, les cellules bulliformes deviennent flasques et la feuille se replie ou s'enroule. L'épiderme possède également des petites cellules de gardes à parois épaisses associées à des cellules annexes.

Nous observons ensuite des nervures parallèles d'importance assez semblables qui assurent l'approvisionnement et l'évacuation des métabolites. Les nervures sont formées de xylème et de phloème. Le xylème se trouve le plus souvent du côté supérieur des nervures et le phloème du côté inférieur. Les nervures sont entourées par un ensemble de cellules appelé, la gaine fasciculaire, de telle sorte qu'à aucun endroit, les tissus vasculaires ne sont en contact avec les espaces intercellulaires. Tout ce qui pénètre dans ces tissus et tout ce qui en ressort passe donc nécessairement par la gaine. Cette dernière occupe une position semblable à celle de l'endoderme dans la racine et peut contrôler de la même manière, l'entrée et la sortie des substances des tissus conducteurs.

Dans les feuilles de *T.durum*, les gaines fasciculaires sont reliées à l'épiderme supérieur et inférieur par des ensembles de cellules sclérifiées qui ressemblent à celles de la gaine. On les appelle les extensions des gaines fasciculaires, elles apportent un support mécanique à la feuille mais elles semblent également conduire de l'eau depuis le xylème jusqu'à l'épiderme (**Raven, 2009**).

Autour des gaines fasciculaires, on trouve les cellules du mésophile disposées radialement, elles sont formées de grandes cellules contenant de nombreux chloroplastes de grande taille. Chez les monocotylés, le mésophile n'est pas différencié en parenchyme palissadique et parenchyme spongieux. Il existe souvent des massifs de sclérenchyme au-dessus et en-dessous des nervures qui traversent le mésophile (**Roland, 2008**).

L'observation microscopique des feuilles de *T.durum* (figure 107, 108, 109 et 110), nous a permis de diagnostiquer quelques anomalies chez les feuilles traitées comparativement au témoins, comme l'élargissement des cellules du mésophile et des cellules de la gaine fasciculaire.

L'étude statistique de base des mensurations des coupes histologiques des feuilles de *T.durum* traitées avec le produit Cossack, montrent un épaississement important de la feuille caractérisée par un rétrécissement de l'épiderme ventral et un élargissement de l'épiderme dorsal avec une augmentation de la taille de la nervure principale et des nervures secondaires.

Alors que pour la variété Cirta, on remarque un léger épaississement de la feuille mais avec un rétrécissement de l'épiderme ventral et l'épiderme dorsal, et une augmentation de la taille de la nervure principale contrairement aux nervures secondaires.

Les valeurs obtenues des mensurations des coupes histologiques des feuilles de *T.durum* traitées par le Sekator, montrent l'épaississement important de la feuille de Semito avec un élargissement de l'épiderme ventral et l'épiderme dorsal et une augmentation importante de la taille de la nervure principale et des nervures secondaires aussi.

Cependant, pour la variété Cirta, on remarque un léger épaississement avec un élargissement de l'épiderme dorsal, mais un rétrécissement de l'épiderme ventral. On observe aussi une augmentation de la taille de la nervure principales et une diminution de celle des nervures secondaires.

Le tableau 62, représente les résultats du test t de Student. L'observation de ces résultats montre qu'il n'existe pas de différences significatives entre les témoins T et les concentrations C3 des deux herbicides le Cossack et le Sekator, pour tous les paramètres mesurés chez la variété Semito et la variété Cirta, à l'exception de la taille de l'épiderme ventral de la V2 où il existe des différences significatives ($p = 0,034$).

L'analyse de la variance à deux critères de classification (tableau 63), indique que pour le produit Cossack, la taille de l'épiderme ventral ne représente aucune différence significative ($p = 0,130$) pour la comparaison entre les variétés mais il existe des différences significatives ($p = 0,017$) pour la comparaison entre les concentrations C3 et les témoins T.

Pour la taille de l'épiderme dorsal, aucune différence significative n'a été enregistrée pour la comparaison entre les variétés et les concentrations.

Pour la taille de la nervure principale, on remarque l'existence de différences significatives ($p = 0,011$) pour la comparaison entre les concentrations et pas de différences significatives entre la Semito et la Cirta.

Cependant, il existe des différences hautement significatives ($p = 0,008$) pour la comparaison entre la V1 et la V2 et des différences significatives pour la comparaison de la C3 et le T, concernant la taille de la nervure secondaire.

Enfin, pour la mesure de l'épaisseur de la feuille, il existe des différences significatives ($p = 0,047$) en comparant les deux variétés et des différences très hautement significatives ($p = 0,001$) pour la comparaison entre la C3 et le témoin T.

Les résultats de l'analyse de la variance pour le traitement avec le Sekator révèlent l'existence de différences hautement significatives ($p = 0,007$) pour la comparaison entre la taille de

l'épiderme ventral de la V1 et la V2, et aucune différence significative entre les concentrations pour cette mesure.

Pour la taille de l'épiderme dorsal, il n'existe pas de différences significatives entre la Semito et la Cirta, mais il existe des différences significatives ($p = 0,036$) entre le T et la C3.

Aucune différence significative n'a été enregistrée entre les variétés pour la taille de la nervure principale et aussi entre les variétés et entre les concentrations pour la taille des nervures secondaires.

Par contre, il existe des différences hautement significatives ($p = 0,010$) pour la comparaison entre les concentrations C3 et les témoins T, concernant la taille de la nervure principale.

Pour la mesure de l'épaisseur de la feuille de *T.durum* traitée avec le Sekator, on enregistre l'existence de différences significatives ($p = 0,041$) entre les variétés Semito et Cirta, et des différences très hautement significatives ($p = 0,001$) entre les concentrations C3 et les témoins T.

Le test de TUKEY représenté dans le tableau 64, indique que pour l'application des traitements sulfonilurées, on enregistre les classements suivants :

Pour la taille de l'épiderme ventral et de la taille de la nervure principale, il existe un seul groupe de classement pour les variétés : A (V1, V2), les variétés sont identiques entre elles et deux groupes de classement pour les concentrations : B (C3) et A (T) : la concentration C3 est différente du témoin T.

Pour la taille de l'épiderme dorsal, on enregistre un seul groupe de classement pour les variétés : A (V1, V2) et aussi un seul groupe de classement pour les concentrations : A (T, C3). Donc, les variétés Semito et Cirta sont identiques entre elles et les concentrations C3 et les témoins T sont aussi identiques entre eux.

Cependant, pour la taille des nervures secondaires, on enregistre deux groupes de classement pour les variétés : B (V1) et A (V2), la Semito est différente de la Cirta, et un seul groupe pour les concentrations : A (C3, T) : les concentrations sont identiques entre elles.

Concernant l'épaisseur de la feuille, il existe deux groupes de classement pour les variétés et pour les concentrations : B (V1), A (V2) et B (C3) et A (T). C'est-à-dire que la Semito est différente de la Cirta et le témoin T est différent de la concentration C3.

Pour l'application de l'herbicide Sekator, le test de TUKEY classe les groupes homogènes comme suit :

Pour la taille de l'épiderme ventral, il existe deux groupes de classement pour les variétés : B (V1) et A (V2), les variétés sont différentes l'une de l'autre. Alors qu'il existe un seul groupe pour les concentrations : A (C3, T).

Cependant, pour la taille de l'épiderme dorsal et la taille de la nervure principale le test de TUKEY a mis en évidence l'existence d'un seul groupe pour les variétés : A (V1, V2) et deux

groupes pour les concentrations : B (T) et A (C3). Donc, les variétés sont identiques entre elles contrairement aux concentrations qui sont différentes l'une de l'autre.

Par ailleurs, il existe un seul groupe de variétés : A (V1, V2) et un seul groupe de concentrations : A (T, C3) pour la taille des nervures secondaires. Cela montre que les variétés sont identiques et que les concentrations aussi sont identiques entre elles.

Enfin, pour l'épaisseur de la feuille, le test de TUKEY, révèle la présence de deux groupes de classement pour les variétés : B (V2) et A (V1) et deux groupes de classement pour les concentrations : B (T) et A (C3). Donc, chaque variété est différente et aussi la concentration C3 est différente du témoin T.

Le tableau 65, représente les résultats du test de DUNETT. Ce dernier, indique que pour le produit Cossack, la taille de l'épiderme ventral, la taille de la nervure principale et l'épaisseur de la feuille, le témoin T est différent de la C3, contrairement aux mesures de l'épiderme dorsal et de la taille des nervures secondaires où le témoin et la C3 sont identiques.

Pour le produit Sekator, le test de DUNETT montre que le témoin T est différent de la concentration C3 pour la taille de l'épiderme dorsale, la taille de la nervure principale et l'épaisseur de la feuille. Alors que pour les mensurations de l'épiderme ventral et la taille des nervures secondaires, le témoin T et la concentration C3 ne sont pas différents l'un de l'autre.

Tableau 62. Test t de Student pour échantillons indépendants appliqué pour comparer entre les deux produits herbicides, les mensurations des coupes histologiques des feuilles des deux variétés blé dur (*Triticum durum Desf*).

Variétés	Paramètres étudiés	Concentrations	Produit herbicide	moyenne	T _{obs}	P	
Semito	Épiderme ventrale	T	Cossack Sekator	86,53 86,53	0,00	1,000 N.S	
		C3	Cossack Sekator	80,65 89,91	-1,32	0,278 N.S	
	Épiderme dorsale	T	Cossack Sekator	71,47 71,47	0,00	1,000 N.S	
		C3	Cossack Sekator	102,10 106,7	-0,53	0,634 N.S	
	Nervure principale	T	Cossack Sekator	275,0 275,0	0,00	1,000 N.S	
		C3	Cossack Sekator	396,3 401,3	-0,33	0,775 N.S	
	Nervure secondaire	T	Cossack Sekator	148,03 148,03	0,00	1,000 N.S	
		C3	Cossack Sekator	233,45 239,8	-0,54	0,629 N.S	
	Épaisseur de la feuille	T	Cossack Sekator	615,0 615,0	0,00	1,000 N.S	
		C3	Cossack Sekator	861,2 844,6	0,47	0,687 N.S	
	Cirta	Épiderme ventrale	T	Cossack Sekator	110,6 110,6	0,00	1,000 N.S
			C3	Cossack Sekator	78,39 106,28	-5,28	0,034 *
Épiderme dorsale		T	Cossack Sekator	104,6 104,6	0,00	1,000 N.S	
		C3	Cossack Sekator	93,8 106,86	-1,77	0,174 N.S	
Nervure principale		T	Cossack Sekator	373,0 373,0	0,00	1,000 N.S	
		C3	Cossack Sekator	391,8 395,8	-0,27	0,802 N.S	
Nervure secondaire		T	Cossack Sekator	262,57 262,57	0,00	1,000 N.S	
		C3	Cossack Sekator	242,03 214,3	3,12	0,089 N.S	
Épaisseur de la feuille		T	Cossack Sekator	768,0 768,0	0,00	1,000 N.S	
		C3	Cossack Sekator	872,9 838,0	0,74	0,513 N.S	

T_{obs}= valeur observée de la variance t de Student

P= Probabilité

Tableau 63. Résultats de l'analyse de la variance à deux critères de classification appliquée dans la comparaison, entre les différentes concentrations, sur les deux variétés **Semito** et **Cirta** soumises aux deux traitements herbicides.

Variétés	Paramètres étudiés	Source de variables	ddl	SCS	CM	F _{obs}	P
Cossack	Épiderme ventral	Variété	1	358,0	358,0	2,78	0,130 N.S
		concentration	1	1089,5	1089,5	8,47	0,017 *
	Épiderme dorsale	Variété	1	459,8	459,8	2,05	0,186 N.S
		concentration	1	294,8	294,8	1,32	0,281 N.S
	Nervure principale	Variété	1	6565	6565	4,62	0,06 N.S
		concentration	1	14706	14706	10,36	0,011 *
	Nervure secondaire	Variété	1	11368,9	11368,9	11,42	0,008 **
		concentration	1	3157,1	3157,1	3,17	0,109 N.S
	Épaisseur de la feuille	Variété	1	20331	20331	5,28	0,047 *
		Concentrations	1	92481	92481	24,02	0,001 ***
Sekator	Épiderme ventral	Variété	1	1228,57	1228,57	12,29	0,007 **
		concentration	1	0,71	0,71	0,01	0,935 N.S
	Épiderme dorsale	Variété	1	831,7	831,7	4,80	0,056 N.S
		concentration	1	1053,2	1053,2	6,08	0,036 *
	Nervure principale	Variété	1	6410	6410	4,09	0,074 N.S
		concentration	1	16654	16654	10,64	0,010 **
	Nervure secondaire	Variété	1	5948	5948	3,35	0,101 N.S
		concentration	1	1415	1415	0,80	0,396 N.S
	Épaisseur de la feuille	Variété	1	16073	16073	5,66	0,041 *
		Concentrations	1	67356	67356	23,70	0,001 ***

ddl = degré de liberté

SCS = somme des carrés

CM= carré moyen

P = probabilité

F_{obs}= valeur observée de la variable F de FISHER

Tableau 64. Test de TUKEY de la comparaison, entre les différentes concentrations et les deux variétés **Semito et Cirta** pour chaque traitement herbicide le **Cossack** et le **Sekator**.

Produits	Paramètres étudiés	Variétés	Groupes	Nombre de groupes	
Cossack	Épiderme ventrale	Variétés	V1 V2 <u>83,6 94,5</u> A	1	
		Concentrations	C3 T <u>79,5 98,6</u> B A	2	
	Épiderme dorsale	Variétés	V1 V2 <u>86,8 99,2</u> A	1	
		Concentrations	T C3 <u>88,0 97,9</u> A	1	
	Nervure principale	Variétés	V1 V2 <u>335,7 382,4</u> A	1	
		Concentrations	T C3 <u>324,0 394,0</u> B A	2	
	Nervure secondaire	Variétés	V1 V2 <u>190,7 252,3</u> B A	2	
		Concentrations	T C3 <u>205,3 237,7</u> A	1	
	Épaisseur de la feuille	Variétés	V1 V2 <u>738,1 820,4</u> B A	2	
		Concentrations	T C3 <u>691,5 867,1</u> B A	2	
	Sekator	Épiderme ventral	Variétés	V1 V2 <u>88,2 108,5</u> B A	2
			Concentrations	C3 T <u>98,1 98,6</u> A	1
Épiderme dorsale		Variétés	V1 V2 <u>89,1 105,7</u> A	1	
		Concentrations	T C3 <u>88,0 106,8</u> B A	2	
Nervure principale		Variétés	V1 V2 <u>338,2 384,4</u> A	1	
		Concentrations	T C3 <u>324,0 398,5</u> B A	2	
Nervure secondaire		Variétés	V2 V1 <u>193,9 238,4</u> A	1	
		Concentrations	T C3 <u>205,3 227,0</u> A	1	
Épaisseur de la feuille		Variétés	V1 V2 <u>729,8 803,0</u> B A	2	
		Concentrations	T C3 <u>691,5 841,3</u> B A	2	

Tableau 65. Test de DUNETT de la comparaison entre les différentes concentrations, pour les deux variétés **Sémito** et **Cirta** soumises aux deux produits herbicides le **Cossack** et le **Sekator**.

Produits	Paramètres étudiés	Groupes	Nombre de groupes
Cossack	Épiderme ventrale	C3 T 79,5 <u>98,6</u> A	2
	Épiderme dorsale	C3 T <u>97,9</u> 88,0 A	1
	Nervure principale	C3 T 394,0 <u>324,0</u> A	2
	Nervure secondaire	C3 T <u>237,7</u> <u>205,3</u> A	2
	Épaisseur de la feuille	C3 T 867,1 <u>691,5</u> A	2
Sekator	Épiderme ventrale	C3 C0 <u>98,1</u> <u>98,6</u> A	1
	Épiderme dorsale	C3 T 106,8 <u>88,0</u> A	2
	Nervure principale	C3 T 398,5 <u>324,0</u> A	2
	Nervure secondaire	C3 T <u>205,3</u> <u>227,0</u> A	1
	Épaisseur de la feuille	C3 T 841,3 <u>691,5</u> A	2

- Résultats de l'analyse de résidus

Après la détermination des résidus de Cossack^{OD} et Sekator^{OD} par chromatographie liquide couplée à la spectrophotométrie de masse en tandem, nous avons obtenus, les chromatogrammes représentées ci-dessous à l'aide du logiciel LabSolution connecté à l'appareil utilisé « Shimadzu 8030 ».

La méthode est réalisée en mode SIM ou SIR (Single Ion Monitoring or Recording), c'est-à-dire que le Quadripôle fonctionne en filtre de masse réglé pour ne laisser passer que les ions d'un rapport (m/z) donné. C'est le mode utilisé pour la quantification.

• Détermination des résidus de L'Iodosulfuron-méthyl-sodium

La figure 113, représente les chromatogrammes d'analyse des résidus de l'Iodosulfuron-méthyl-sodium, chez les échantillons témoins des variétés Sémito et Cirta.

Les chromatogrammes obtenus ne montrent aucun pic de masse chez les deux variétés de *T.durum*, cela prouve que la molécule analysée est non quantifiable ou absente.

Les figures 114 et 115, représentent les chromatogrammes d'analyse de résidus de l'Iodosulfuron-méthyl-sodium chez les échantillons des variétés Semito et Cirta traités avec la C3 du Cossack et la C3 du Sekator respectivement.

Les chromatogrammes enregistrés présentent chacun deux pics de masse (m/z). Le plus grand pic est le pic de masse (m/z) de l'ion précurseur/parent représenté en couleur noire. Le rapport (m/z) de l'ion précurseur de l'Iodosulfuron est $m/z = 167,10$ u (unités de masse atomique unifiée). Après la fragmentation de l'ion parent, nous enregistrons un deuxième pic de masse relatif à l'ion fils/fragments (quantifiant), il est représenté en couleur rose. Le rapport (m/z) de l'ion fils de l'Iodosulfuron-méthyl-sodium est de 141, 10 u.

Nous observons aussi que le temps de rétention de l'Iodosulfuron est de 1,868 min chez la variété Semito et 1,862 min chez la variété Cirta, traités avec le Cossack. Pour les échantillons traités avec le Sekator, le temps de rétention de L'Iodosulfuron-méthyl-sodium est de 1, 852 min chez la variété Semito et 1,735 chez la variété Cirta.

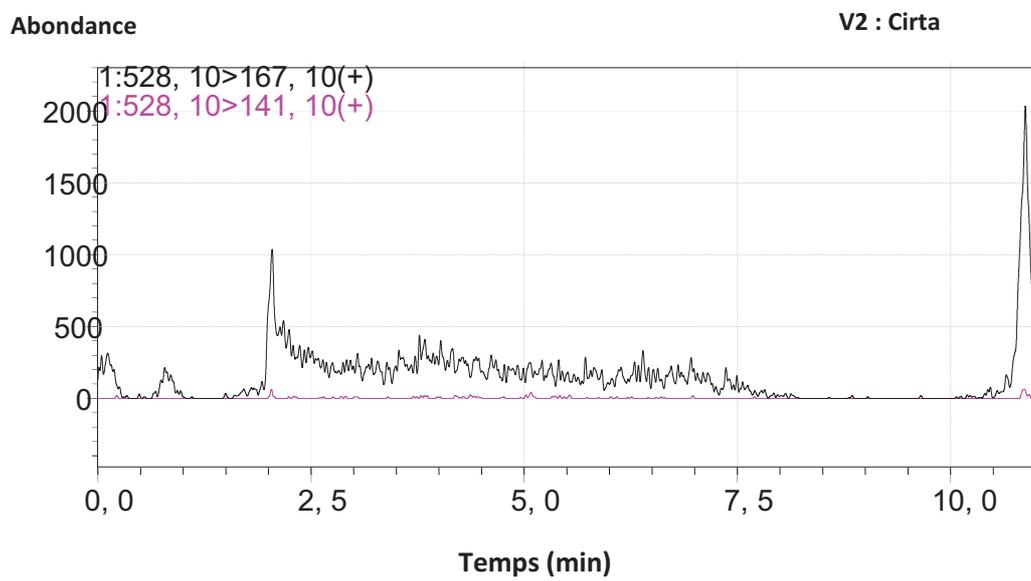
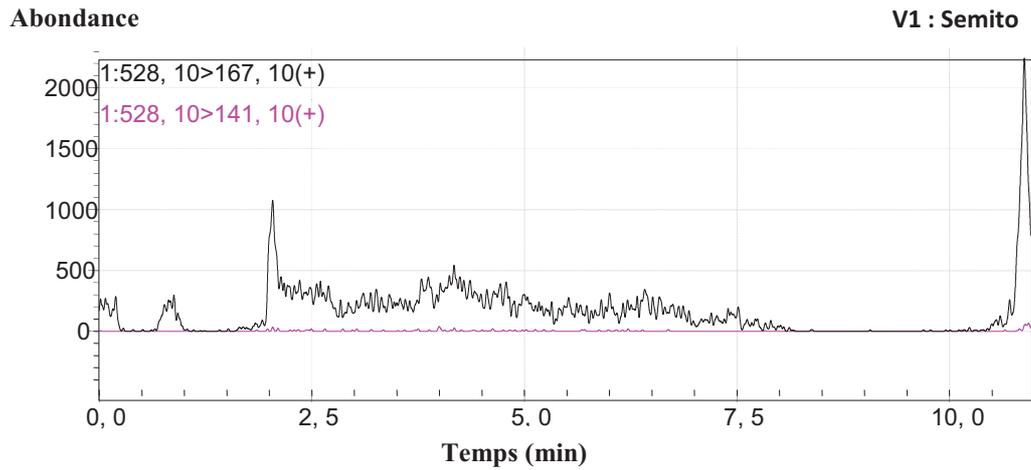


Figure 113. Chromatogrammes d'analyse des résidus de l'Iodosulfuron-méthyl-sodium, chez les échantillons témoins des variétés Semito et Cirta.

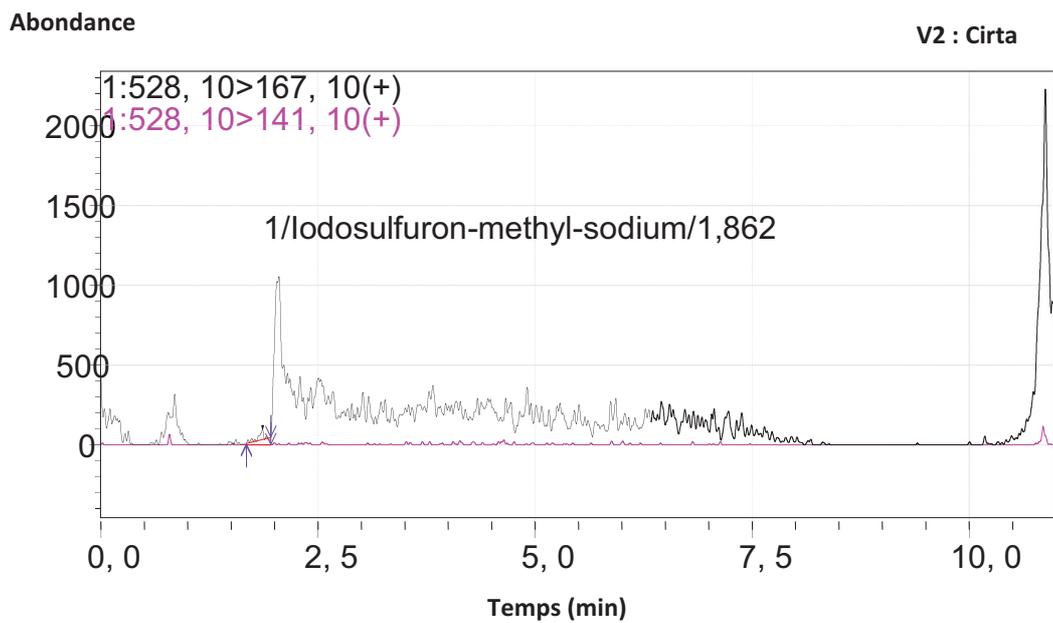
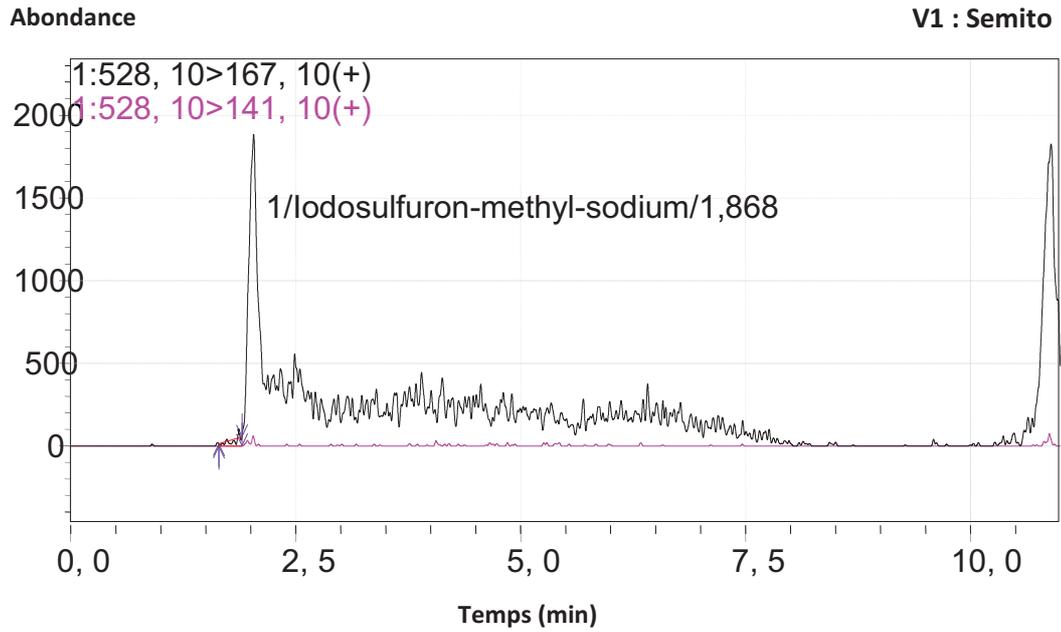


Figure 114. Chromatogramme d'analyse de résidus de l'Iodosulfuron-méthyl-sodium, chez les échantillons des deux variétés Semito et Cirta, traités avec la C3 du Cossack.

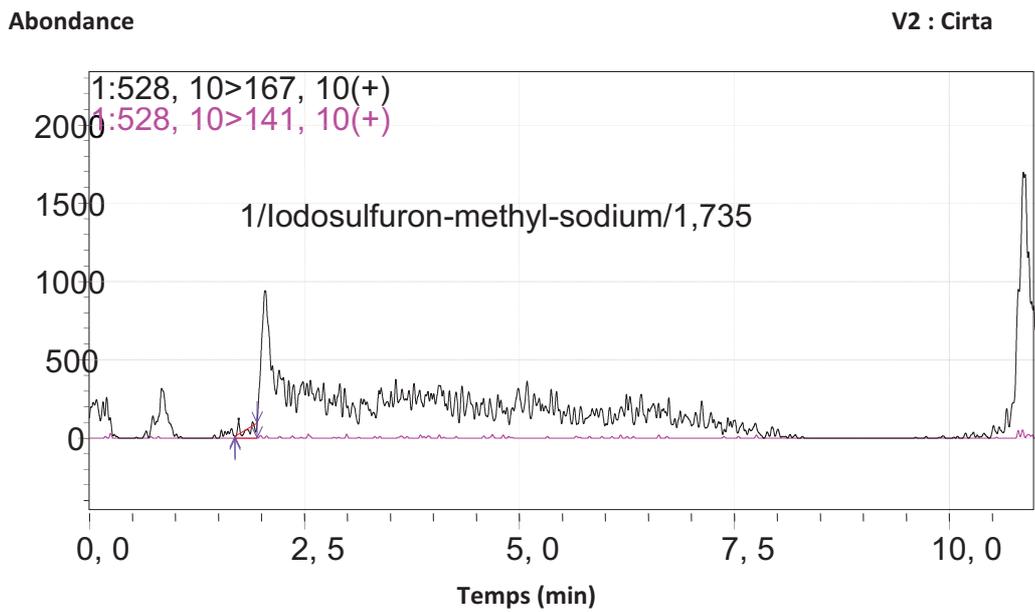
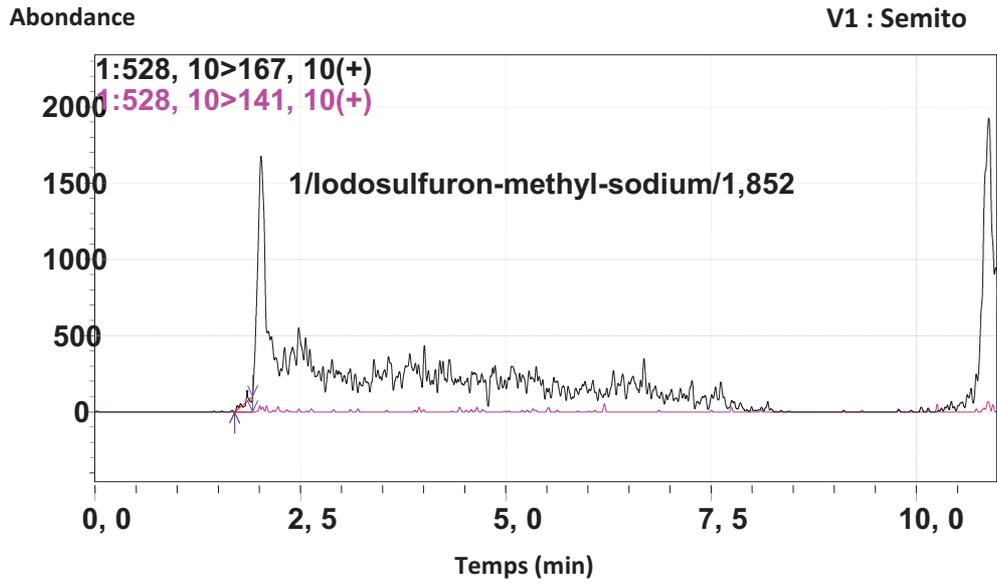


Figure 115. Chromatogramme d'analyse de résidus de l'Iodosulfuron-méthyl-sodium, chez les échantillons des deux variétés Semito et Cirta, traités avec la C3 du Sekator.

- **Détermination des résidus du Mésosulfuron-méthyl**

La figure 116, représente les chromatogrammes d'analyse des résidus du Mésosulfuron-méthyl, chez les échantillons témoins des variétés Sémiteo et Cirta.

Les chromatogrammes n'enregistrent aucun pic de masse chez les deux variétés de *T.durum*, cela prouve que la molécule analysée est non quantifiable ou absente.

Les figures 117 et 118, représentent les chromatogrammes d'analyse de résidus du Mésosulfuron-méthyl chez les échantillons des variétés Semiteo et Cirta traités avec la C3 du Cossack et la C3 du Sekator respectivement.

Les chromatogrammes enregistrés (figure 117) présentent chacun deux pics de masse (m/z). Le pic de masse (m/z) de l'ion précurseur prouve la détection du Mésosulfuron-méthyl dans l'échantillon analysé. Le rapport (m/z) de l'ion précurseur de l'Iodosulfuron est $m/z = 182,10u$ (unités de masse atomique unifiée). Après la fragmentation de l'ion parent, nous enregistrons le pic de masse relatif à l'ion fils (quantifiant), dont le rapport (m/z) est de 306,00 u.

Nous observons aussi que le temps de rétention du Mésosulfuron-méthyl est de 1,997 min chez la variété Semiteo et 1,970 min chez la variété Cirta, traités avec le Cossack.

Pour les chromatogrammes représentés dans la figure 118, on observe qu'il n'a pas de pics, c'est-à-dire que la molécule herbicide en quête n'est pas quantifiable dans les échantillons traités avec le Sekator.

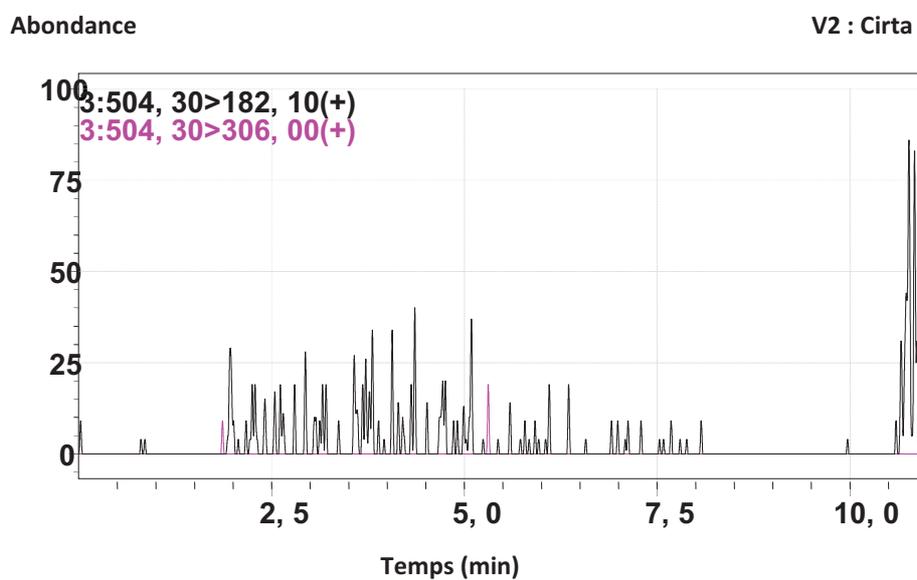
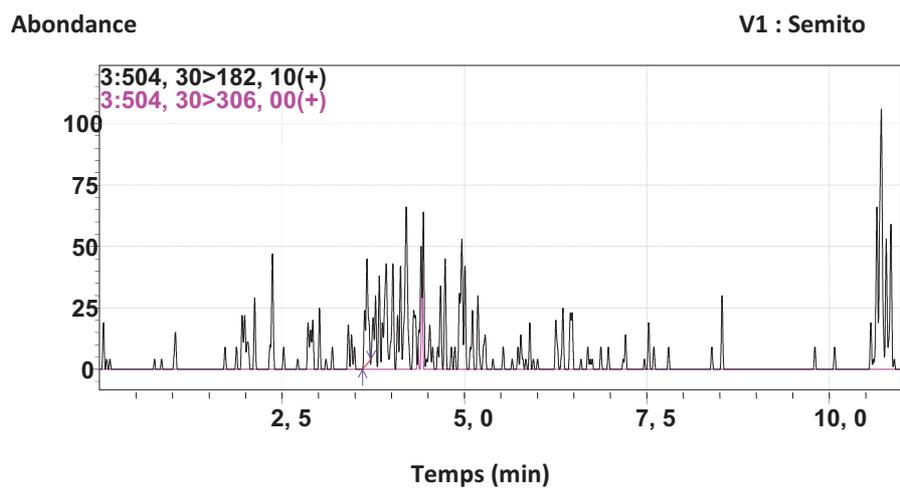


Figure 116. Chromatogrammes de détermination des résidus du Mésosulfuron-méthyl, chez les échantillons témoins des variétés Semito et Cirta

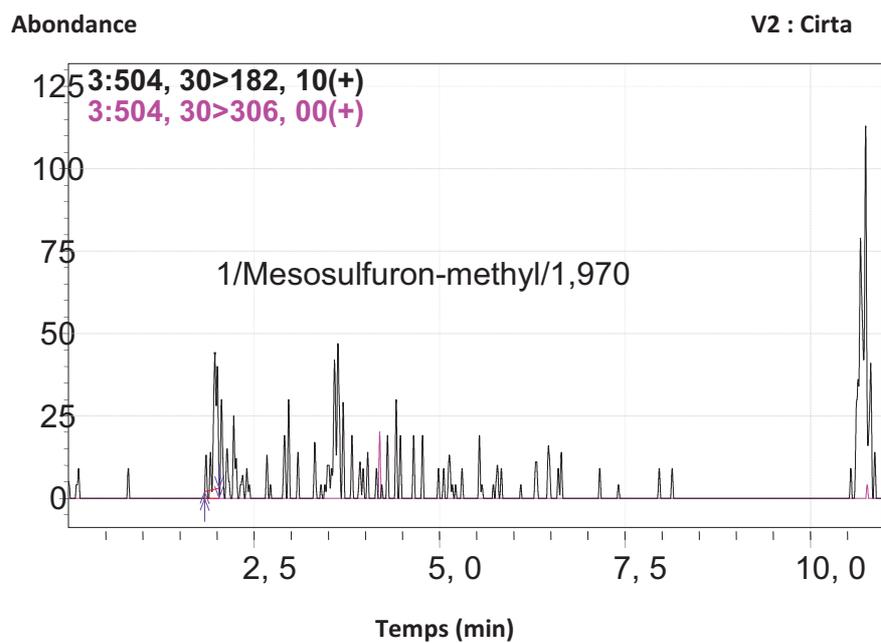
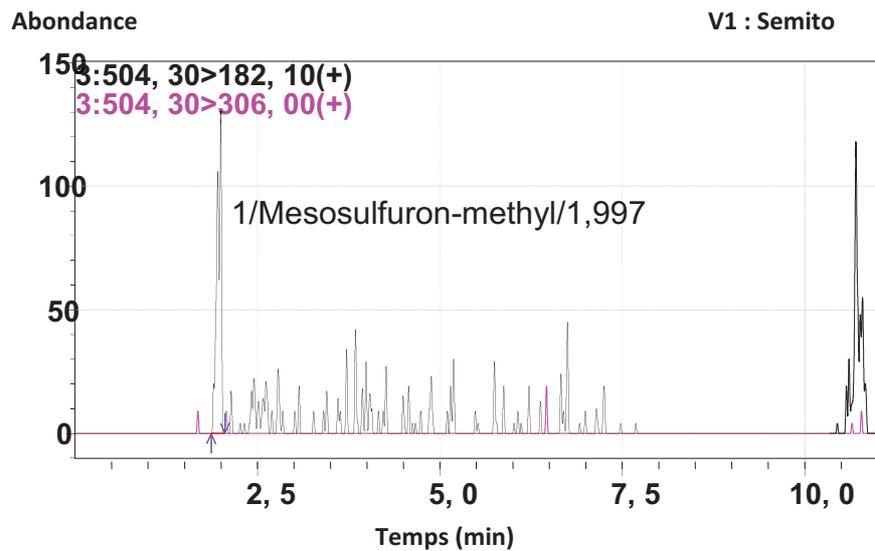


Figure 117. Chromatogramme de détermination de résidus du Mésosulfuron-méthyl, chez les échantillons des deux variétés Semito et Cirta, traités avec la C3 du Cossack.

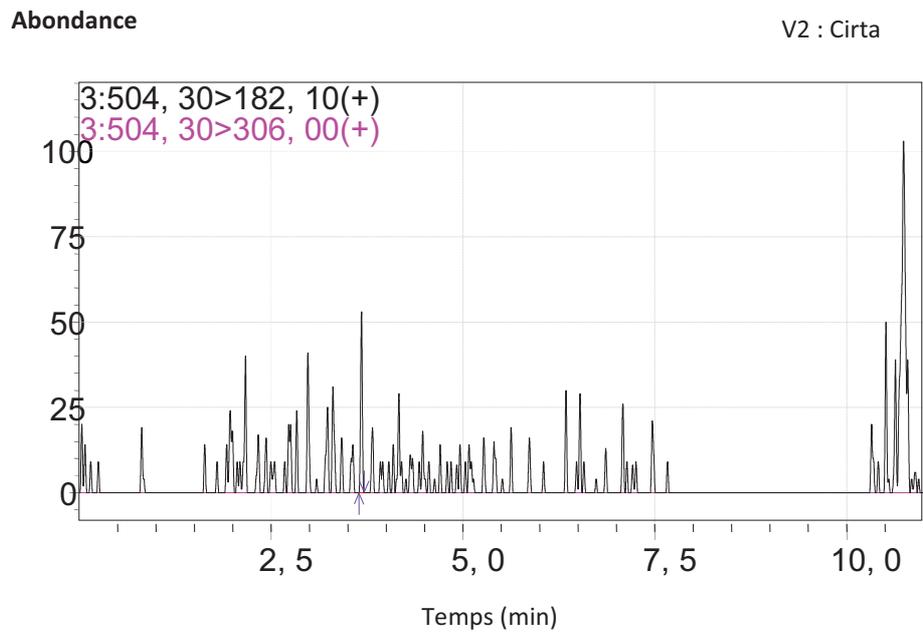
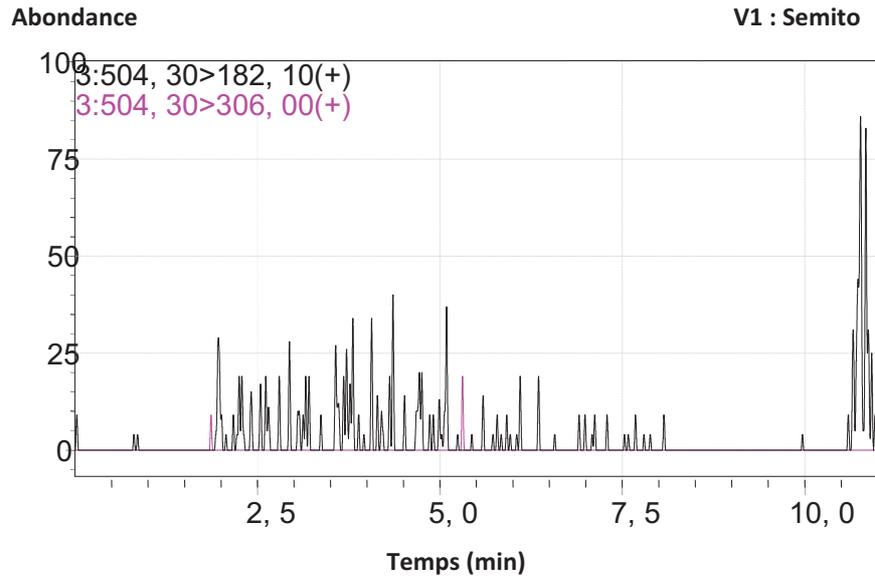


Figure 118. Chromatogramme de détermination de résidus du Mésosulfuron-méthyl, chez les échantillons des deux variétés Semito et Cirta, traités avec la C3 du Sekator.

- **Détermination des résidus du Méfenpyrdiéthyl**

La figure 119, représente les chromatogrammes d'analyse des résidus de l'Iodosulfuron-méthyl-sodium, chez les échantillons témoins des variétés Sémito et Cirta. Les chromatogrammes enregistrés ne présentent aucun pic de masse chez les deux variétés de *T.durum*, cela prouve que la molécule analysée est non quantifiable ou absente.

Les figures 120 et 121, représentent les chromatogrammes d'analyse de résidus de l'Iodosulfuron-méthyl-sodium chez les échantillons des variétés Semito et Cirta traités avec la C3 du Cossack et la C3 du Sekator respectivement.

Les chromatogrammes enregistrés présentent chacun deux pics de masse (m/z) : un pic de masse (m/z) de l'ion précurseur avec un rapport (m/z) de Méfenpyr-diéthyl $m/z = 327,00$ u et un deuxième pic de masse relatif à l'ion fils et dont le rapport (m/z) est de 160,00 u.

Nous remarquons aussi que le temps de rétention du Méfenpyr-diéthyl est de 2,377 min chez la variété Semito et 2,380 min chez la variété Cirta, traités avec le Cossack. Pour les échantillons traités avec le Sekator, le temps de rétention est de 2,386 min chez la variété Semito et 2,380 min chez la variété Cirta.

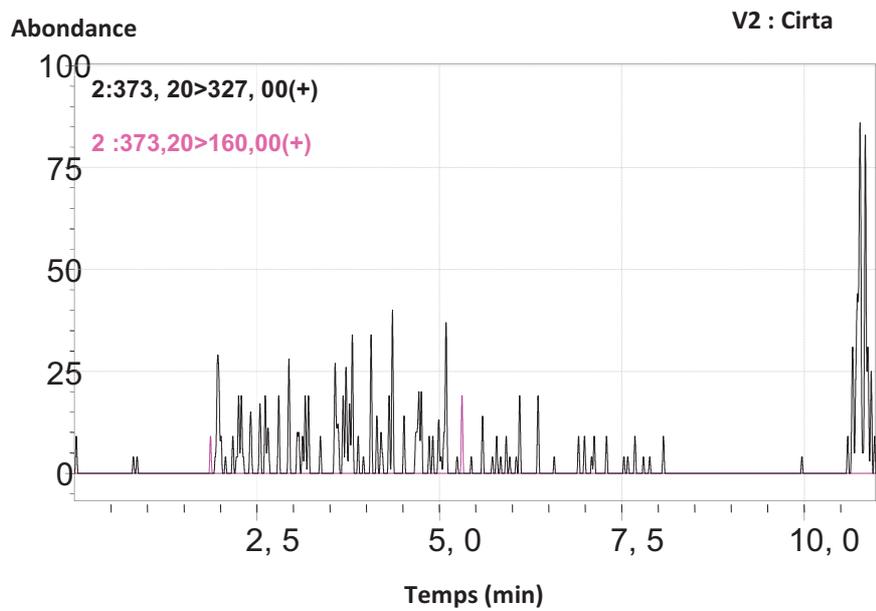
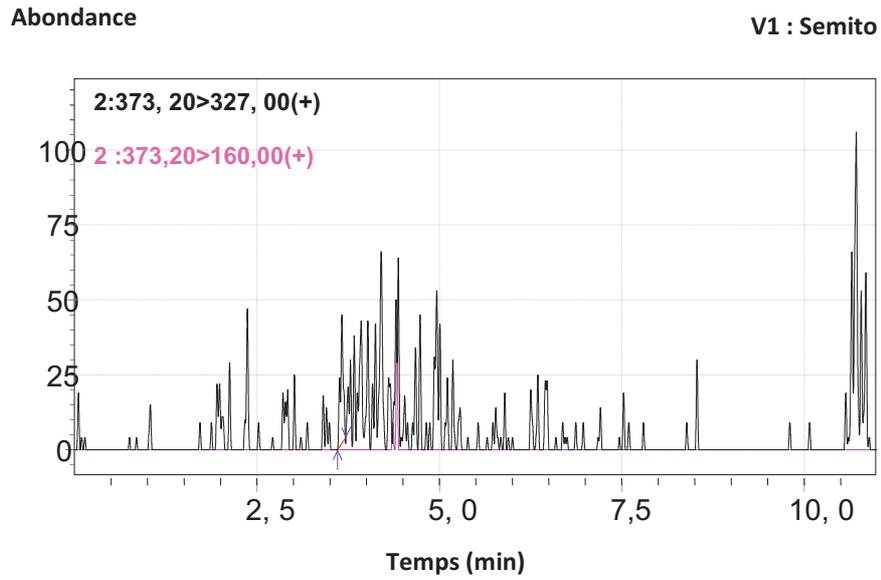


Figure 119. Chromatogrammes de détermination des résidus du Méfenpyr-diéthyl, chez les échantillons témoins des variétés Semito et Cirta.

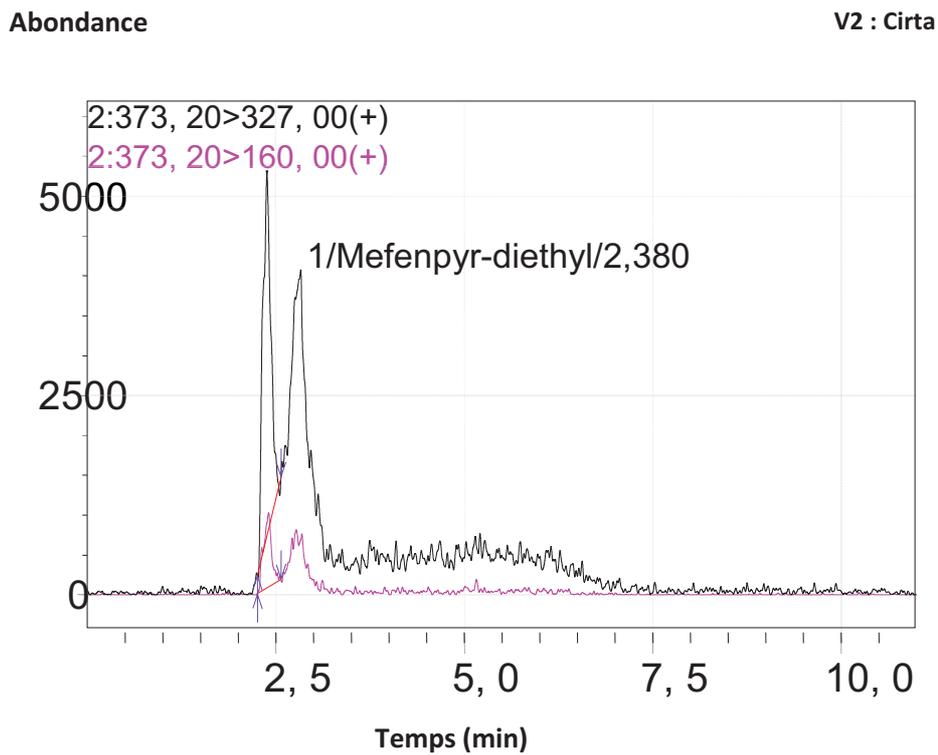
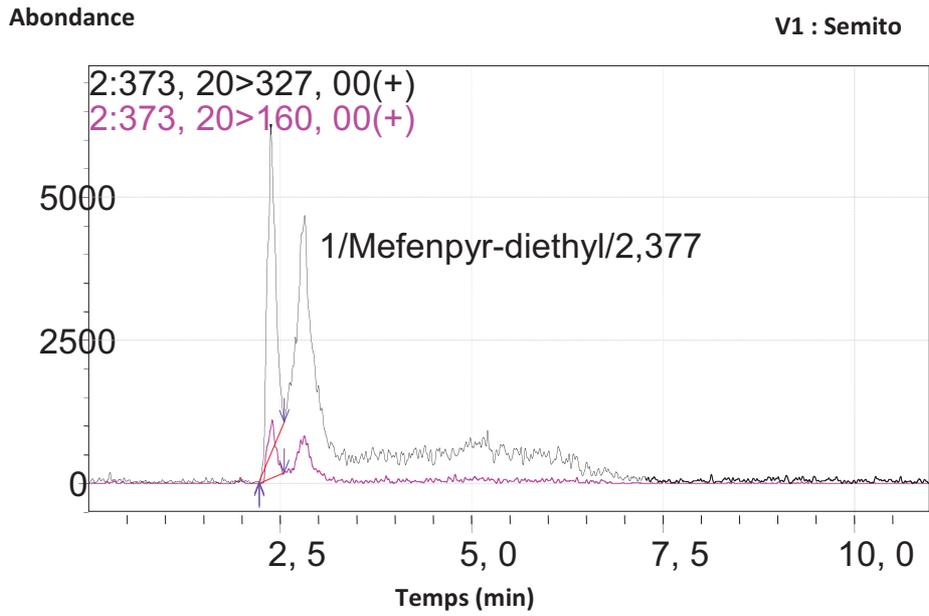
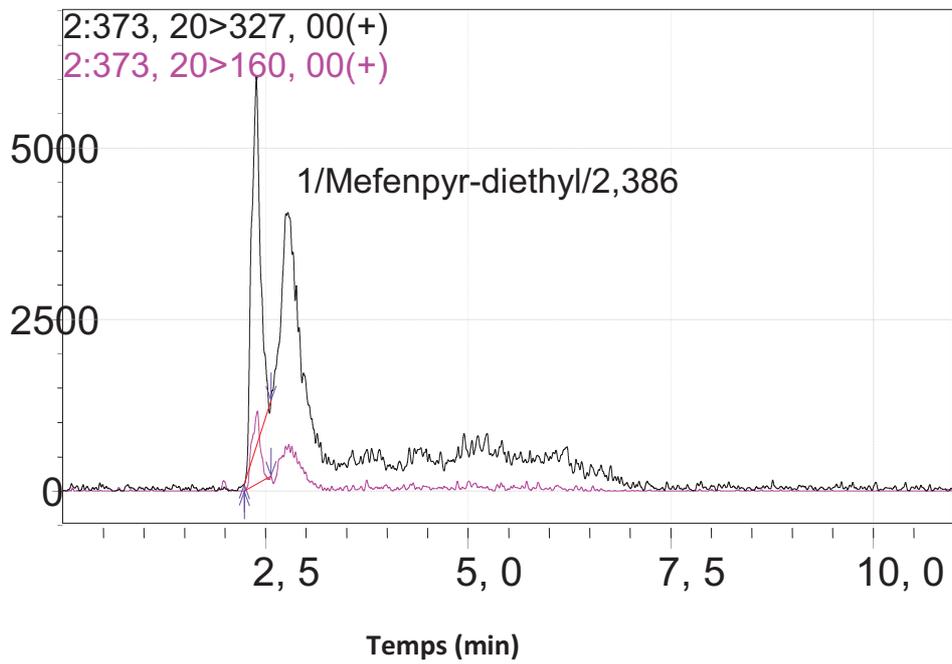


Figure 120. Chromatogramme de détermination de résidus du Méfenpyr-diéthyl, chez les échantillons des deux variétés Semito et Cirta, traités avec la C3 du Cossack.

Abondance

V1 : Semito



Abondance

V2 : Cirta

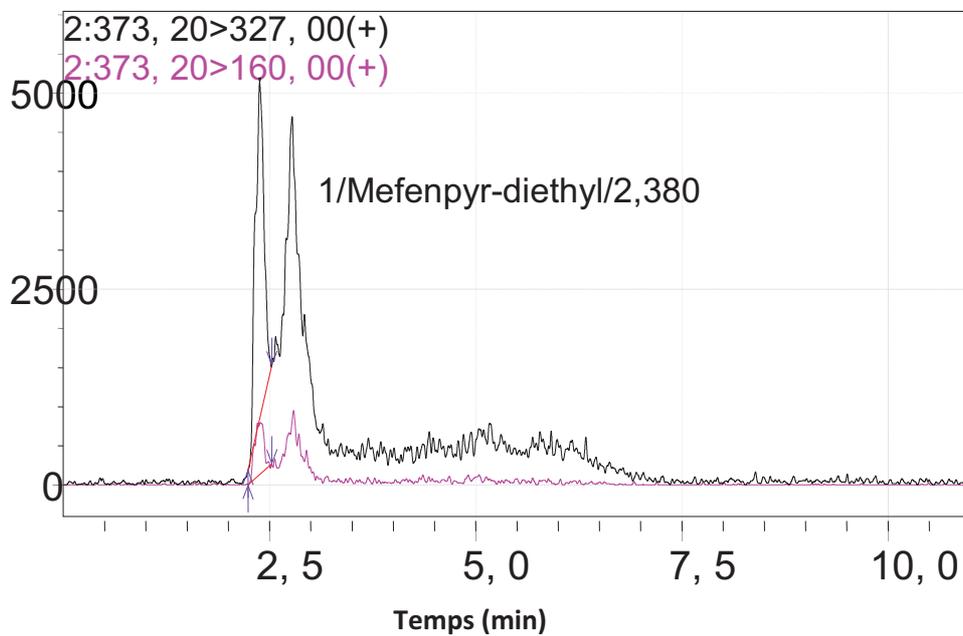


Figure 121. Chromatogramme de détermination de résidus du Méfenpyr-diéthyl, chez les échantillons des deux variétés Semito et Cirta, traités avec la C3 du Sekator.

- **Les résultats de la quantification des résidus des sulfonyles**

Les quantités des résidus des substances actives analysés sont calculées automatiquement par le logiciel LabSolution. Les valeurs obtenues sont présentées dans le tableau 87.

Une copie du rapport d'analyse délivrée par le laboratoire de contrôle de qualité et d'analyse des résidus de pesticides est représentée en Annexe.

Le tableau 66, montre que la limite de quantification pour les résidus des trois substances actives (LQ) est de l'ordre de 0,01 (ppm) conformément aux références (tableau 07).

Le taux de récupération (TR) est de 63% et 67% pour l'Iodosulfuron-méthyl et le Mésosulfuron-méthyl respectivement, et de 94 % pour le Méfenpyr-diéthyl.

Les résultats obtenus montrent que pour tous les échantillons témoins des variétés Semito et Cirta, les valeurs obtenus sont inférieure à la limite de quantification (< LQ), c'est-à-dire que ces échantillons ne contiennent pas de résidus d'herbicides (non contaminés) ou bien ils contiennent des traces non quantifiables.

Pour les échantillons traités avec la concentration C3 du Cossack, nous enregistrons une quantité de 0,085 ppm du métabolite Iodosulfuron méthyl, ce qui représente un taux de 15,12% de la quantité initiale de l'Iodosulfuron-méthyl-sodium « IMS » (0,562 ppm), soit une diminution de 84,88%, chez la variété Semito.

Alors pour la variété Cirta, la quantité de l'Iodosulfuron-méthyl enregistrée est de 0,093 ppm, soit 16,54% de la quantité initiale administrée (0,562 ppm d'IMS). Donc, on observe une diminution de 83,46%.

Pour les quantités des métabolites Mésosulfuron issue de la dégradation du Mésosulfuron-méthyl (MSM), les valeurs enregistrées chez la variété Semito et Cirta sont 0,144 ppm (25,62%) et 0,129 ppm (22,95%) respectivement. La quantité initiale administrée du Mésosulfuron méthyl est égale à celle de l'Iodosulfuron-méthyl-sodium (0,562 ppm). La quantité de résidus du MSM a diminuée de 74,38% chez la variété Semito et de

77,05% chez la variété Cirta.

Les valeurs enregistrées lors de la détermination des résidus du phytoprotecteur le Méfenpyr-diéthyl révèlent une diminution importante de la quantité des métabolites analysés par rapport à la quantité initiale administrée. Cette diminution est de l'ordre de 92,22% (0,130 ppm = 7,78%) chez la variété Semito et 95,33 % (0,078 ppm= 4,67%) chez la variété Cirta.

Pour les échantillons traités avec le Sekator^{OD}, la quantité d'Iodosulfuron-méthyl (métabolite) est de 0,088 ppm équivalente à 32% de la quantité initiale administrée 0,275 ppm d'IMS chez la V1 : Semito. Cela montre une diminution de 67%.

Pour la variété Cirta, nous enregistrons une valeur égale à 0,086 ppm d'Iodosulfuron-méthyl, soit une réduction de 68,73% par rapport à la valeur initiale (0,275 ppm d'IMS).

Les valeurs enregistrées pour les quantités des résidus du safeneur Méfenpyr-diéthyl, nous avons obtenus 0,120 ppm chez la variété Semito et 0,064 ppm chez la variété Cirta. Donc une diminution de 95,73% et 97,73 % chez la V1 et la V2 respectivement par rapport à la quantité initiale qui est de 2,81 ppm de Méfenpyr-diéthyl.

Tableau 66. Résultats d'analyse de résidus de pesticides par LC-MS/MS après extraction selon la méthode de QuEChER'S des deux produits herbicides appliqués sur *T.durum*.

Produits herbicide	Molécules	LQ (ppm)	TR (%)	Échantillons	Résultats	Techniques d'analyse
Cossack	Iodosulfuron-Méthyl	0,01	63	V1 témoin	<LQ	LC-MS/MS
				V1 traité C3	0,085	
				V2 témoin	<LQ	
				V2 traité C3	0,093	
	Mésosulfuron-Méthyl	0,01	67	V1 témoin	<LQ	
				V1 traité C3	0,144	
				V2 témoin	<LQ	
				V2 traité C3	0,129	
	Méfenpyr-Diéthyl	0,01	94	V1 témoin	<LQ	
				V1 traité C3	0,130	
				V2 témoin	<LQ	
				V2 traité C3	0,078	
Sekator	Iodosulfuron-Méthyl	0,01	63	V1 témoin	<LQ	
				V1 traité C3	0,088	
				V2 témoin	<LQ	
				V2 traité C3	0,086	
	Méfenpyr-Diéthyl	0,01	94	V1 témoin	<LQ	
				V1 traité C3	0,120	
				V2 témoin	<LQ	
				V2 traité C3	0,064	

LQ : Limite de Quantification

TR : Taux de récupération

ppm : mg/Kg

Noter bien : L'abréviation « < LQ » signifie que la molécule est absente ou non quantifiable dans l'échantillon selon les limites de quantification et de la méthode des instruments de mesure utilisés.

Discussion

La problématique de notre travail s'inscrit dans une thématique importante, développée au sein de notre laboratoire de toxicologie cellulaire et visant à évaluer l'impact de la pollution chimique et des xénobiotiques d'origine anthropique, sur un modèle végétal non cible, particulièrement le blé. Cette étude constitue une suite logique, complémentaire à des travaux déjà effectués sur les effets des xénobiotiques, générant un stress oxydatif chez *Triticum durum* Desf (Meksem *et al.*, 2007 ; Hennouni *et al.*, 2008 ; Bouchelaghem *et al.*, 2011 ; Alayat *et al.*, 2015 ; Souahi *et al.*, 2014, 2016). Dans notre étude, les concentrations des produits herbicides choisis, sont fonction de la réalité environnementale c'est-à-dire proche des concentrations homologuées pouvant se rencontrer en plein champ.

Dans ce contexte, nous nous proposons de présenter une discussion générale des principaux résultats obtenus dans notre travail. Cette discussion sera composée de quatre points essentiels :

1. Le premier point concerne les effets des sulfonilurées sur la germination et le développement morphologique des plantules de blé, l'état physiologique et l'étude du métabolisme respiratoire des racines de plantes de *Triticum durum* soumises à différentes concentrations des herbicides utilisés.
2. Le deuxième point met en évidence certains mécanismes conduisant à la phytotoxicité des sulfonilurées, en s'intéressant, au biomarqueurs biochimiques, et plus particulièrement, au rôle joué par les espèces réactives de l'oxygène (ERO) notamment les biomarqueurs de stress oxydatif enzymatiques et non enzymatiques.
3. Le troisième point relatif à l'étude de l'impact de ces produits phytosanitaires sur l'anatomie des racines et des feuilles de blé dur.
4. Enfin le quatrième point, par lequel nous mettons en évidence l'accumulation et la dégradation des sulfonilurées et l'analyse des résidus de ces derniers.

- **Effets des sulfonilurées sur les paramètres germinatifs et biométriques chez *T.durum* Desf**

Le développement des plantes, traverse plusieurs phases de croissance allant du stade de la germination au stade de la récolte. Ces phases sont bien distinctes du point de vue morphologique.

À cet effet, nous distinguons chez les céréales: la levée, le tallage, la montaison la floraison etc. Dans ce travail, nous nous sommes fixés sur l'impact de deux herbicides sulfonilurées, le Cossack^{OD} et le Sekator^{OD}, lors de la germination (une courte durée de la croissance), stade de trois feuilles.

Les effets de la pollution chimique, sur le comportement des plantes, dépendent de l'intensité de ce stress chimique et de sa propagation au cours du développement.

La germination des graines constitue l'une des étapes fondamentales dans la croissance et le développement des plantes. Elle représente l'une des phases critiques, dont le mode de réalisation conditionne la productivité des espèces cultivées.

En effet, la qualité d'élaboration du rendement dépend étroitement du déroulement de cette étape de développement de chaque espèce (**Aleai et al., 2010**).

La germination des plantes, est un processus complexe considéré comme fortement affecté par la présence des xénobiotiques. De plus, le pourcentage de germination peut être considéré comme reflétant la qualité de l'environnement des plantes.

Pour la culture du blé, la germination conditionne différentes composantes du rendement aussi importantes l'une que l'autre. Le passage de la vie latente des graines desséchées à la vie active, est conditionné par une absorption massive de l'eau, dont la quantité et la qualité influent grandement la réalisation de ce processus. L'activation du processus métabolique au niveau des graines en germination est gérée par le potentiel hydrique interne de ces organes et dont l'eau constitue l'élément moteur de sa régulation (**Zmour, 2014**).

Lors de la germination, l'embryon augmente de volume par l'utilisation de l'énergie provenant de l'oxydation des réserves, sous l'influence de l'action des différentes enzymes hydrolasiques, qui dégagent progressivement les enveloppes qui l'entourent et la sortie du coléoptile et des radicules. Dans cette phase la graine a besoin de conditions externes et internes favorables pour un développement normal (**Nedjah, 2014**). L'inhibition de la germination des graines peut être due à la capacité des xénobiotiques à se lier aux groupements spécifiques de certains acides aminés, ce qui entraînerait une inhibition de l'activité des enzymes essentielles.

Selon **Prado et al., (2000)**, la diminution du taux de germination est due à un processus de dormance osmotique développé sous ces conditions de stress, représentant ainsi une stratégie d'adaptation, à l'égard des contraintes environnementales. Selon **Zahid., (2010)**, l'application d'un stress pendant les premières phases de germination des graines de blé ou d'orge, montre que la vitesse de développement suit une courbe en cloche. À de faibles concentrations, des substances comme l' H_2O_2 , l'ozone, le NaCl et certains phytosanitaires ont un effet positif sur la germination.

Cependant avec des concentrations élevées, les concentrations en H_2O_2 sont fortes, cela réduit les pourcentages de germination, l'indice et la vitesse de germination.

Nos résultats montrent que les deux produits sulfonylurés le Cossack et le Sekator, affectent le processus de germination en retardant ce dernier. Cette perturbation est caractérisée par une diminution du pourcentage de germination, de l'indice de germination et aussi de la vitesse de germination, avec un effet dose dépendant pour les trois concentrations, comparativement au témoin, chez les deux génotypes de blé dur « Semito » et « Cirta ». Ceci pourrait être dû à la réduction de l'acuité de prise d'eau et qui serait compensée par un ajustement osmotique, résultant de la libération des sucres réducteurs issus de la dégradation d'amidon.

L'ensemble de ces résultats corroborent avec plusieurs travaux de recherche qui ont montré qu'en présence de stress abiotique : stress hydrique (**Issaad et al., 2013**), Stress Salin (**Gheraibia et al., 2016**), Stress chimique (**Meksem et al., 2007 ; Bouchelaghem et al., 2011**), Stress aux éléments traces métalliques (**Nedjah, 2014**) , le processus de germination est perturbé et la faculté germinative est retardée et l'application de fortes concentrations peut

même l'inhiber. Les travaux de **Gill et al., (2003)** et de **Zemour, (2014)** montrent que l'inhibition de la germination des graines, résulterait en particulier d'une difficulté d'hydratation des tissus, qui se répercute sur le processus d'élongation de la racicule et d'une difficulté de la pénétration de la molécule d'eau dans les graines, de sorte que l'ajustement osmotique ne soit pas réalisé d'une façon favorable.

Les difficultés exprimées par les graines pour la prise d'eau, lors des traitements herbicides, affectent négativement le déroulement de la multiplication et la croissance cellulaires, responsables de l'élongation des racelles et des coléoptiles. En effet, selon **Schiefelbein et al., (1997)**, la croissance de la racicule résulte principalement d'une croissance des cellules méristématique, formant l'ébauche de la racicule.

La croissance des plantes est significativement affectée par les hydrates de carbone produites par la photosynthèse (**Nozue et Maloof, 2006**). En outre, utilisé pour la biosynthèse de nombreuses molécules, importantes comme les protéines, les acides nucléiques et les lipides, le carbone fixé, peut également être temporairement stocké sous forme d'amidon. Par conséquent, les plantes doivent atteindre un équilibre entre assimilation du carbone et stockage du carbone et la croissance (**Smith et Stitt, 2006**).

Nous avons déterminé la longueur des racines, la longueur de tiges et des feuilles comme indice de croissance, parce qu'ils sont des paramètres agronomiques importants et ils sont facilement affectés par les stress environnementaux (**Doncheva et al., 2005 ; Li et al., 2008, Qian et al., 2011**). Les résultats enregistrés révèlent que les deux produits, le Cossack et le Sekator, affectent fortement la croissance chez les deux variétés Semito et Cirta, en réduisant la longueur des racines, des tiges et des feuilles, avec un effet dose dépendant.

Concernant les variations du nombre de racines, on constate que les graines de blé des deux génotypes Semito et Cirta sont très sensibles aux deux produits herbicides le Cossack et le Sekator. Il en est de même pour les longueurs moyennes des racines, des tiges et de la longueur de la première feuille. Ceci est dû principalement au mode d'action de cette famille herbicide « Sulfonylurées » qui agit en bloquant la division cellulaire au niveau du méristème par l'inhibition de l'enzyme acétolactate synthase (ALS) qui est capital dans la biosynthèse d'acides aminés essentiels (**Mazzatura et al., 2001**).

Donc, d'une manière globale, les xénobiotiques tels que les pesticides, les fertilisants et les métaux lourds semblent affecter la croissance et la morphogénèse des plantes, en perturbant de très nombreux mécanismes physiologiques, entraînant un nanisme des plantes. L'inhibition de la division et de l'élongation cellulaire, sont les phénomènes les plus souvent reportés pour expliquer ces effets (**Meksem et al., 2007 ; Tlidjen et al., 2012 ; Bouchelaghem et al., 2011 Issaad et al., 2013 ; Gheraibia et al., 2014, Souahi et al., 2015**).

La surface foliaire est un facteur important de la transpiration. Une des premières réactions des plantes, au déficit hydrique est de réduire la surface foliaire (**Lebon et al., 2004**). Le développement végétatif sous conditions limitantes d'alimentation hydrique est fortement perturbé (**Ferryra et al., 2004**).

On note principalement une diminution importante de la taille et de la surface foliaire des plantes de Semito et Cirta, soumises au traitement herbicide par le Cossack et le Sekator. Cette diminution est une des réponses des végétaux à la déshydratation, elle contribue à la conservation des ressources en eau, ce qui permet la survie de la plante (**Lebon *et al.*, 2004**).

L'effet du stress chimique, peut se traduire, selon la stratégie adaptative de chaque espèce ou variété, par des modifications morphologiques, ces modifications affectent la partie aérienne ou souterraine : réduction de la surface foliaire et du nombre de talles, enroulement des feuilles et meilleur développement du système racinaire (**Slama *et al.*, 2005**). Nos résultats sont en parfait accord avec les résultats de **Mouellef, (2010), Tlidjen *et al.*, (2012), Alayat *et al.*, (2015)**.

- **Effets des sulfonylurées sur les paramètres physiologiques de *T.durum* Desf**

Bien que les cibles et les mécanismes d'action des deux types d'herbicides, les sulfonylurées et les glyphosates soient bien connus, on ne comprend pas complètement ce qui cause la mort de la plante après l'inhibition de l'ALS (acétolactate synthétase) ou de l'EPSPS (5-enolpyruvylshikimate-3-phosphate). Plusieurs effets physiologiques dans le mode d'action des inhibiteurs de l'ALS et de l'EPSPS ont été décrits. Fait intéressant, la plupart de ces effets sont courants, bien que les sites ciblés impliqués, soient différents. Un Effet physiologique général signalé à la suite de l'inhibition de l'EPSPS et de la ALS est l'arrêt de la croissance, suivi de la mort lente des plantes traitées (**Wittenbach et Abel, 1999 ; Gruys et Sikorski, 1999**).

Un autre effet physiologique, commun observé après l'utilisation de ces classes d'herbicides est l'accumulation des métabolites secondaires, tels que le Quinate, un composé synthétisé dans une branche latérale de la voie Shikimate (**Orcaray *et al.*, 2010**).

Pour mieux comprendre les effets physiologiques de ces molécules, nous nous sommes intéressés à étudier leurs effets osmotiques et leurs impacts sur la teneur en chlorophylles (*a*, *b* et *a+b*).

Pour examiner l'effet osmotique du stress abiotique dans les tissus des végétaux traités, la teneur relative en eau est souvent mesurée (**Kim *et al.*, 2005**). Celle-ci nous renseigne sur la turgescence relative des tissus et figure parmi les critères d'évaluation de la tolérance au stress. Elle est liée à la capacité de la plante à maintenir un niveau d'hydratation des tissus, qui soit à même de garantir la continuité de l'activité métabolique (**Aoumeur, 2012**).

Nos résultats, montrent que la teneur en eau des feuilles des deux variétés de *T.durum*, diminue progressivement et de manière très hautement significative en fonction des différentes concentrations de Cossack et de Sekator, par rapport au témoin. Cette diminution indique que les sulfonilurées ont un effet osmotique et toxique sur le blé dur.

La réduction de la teneur en eau chez les plants de *T.durum* enregistrée lors de notre expérimentation concordent avec les résultats de **Mouellef, (2010) ; Issaad *et al.*, (2013)** (stress hydrique), **Alayat *et al.*, (2015)** (stress métallique), **Benderradji *et al.*, (2016)** (stress salin).

La forte pression osmotique du milieu extérieur fait diminuer la teneur en eau chez la plante toute entière (**Slayter, 1974 ; Sairam et Srivastava, 2001**), entraînant, une diminution de la mobilité des éléments nutritifs. Il y a aussi diminution du volume du milieu aqueux où se passent les réactions biochimiques qui assurent le meilleur développement de la plante. Les molécules d'eau participent directement à de nombreuses réactions biochimiques d'hydrolyse ou de condensation. L'eau est aussi une source d'éléments essentiels pour le métabolisme des végétaux. Sa décomposition fournit différents constituants nécessaires à la biosynthèse des molécules organiques. L'effet dépressif de la carence en eau sur l'état hydrique de la plante peut être irréversible, si la période de stress est prolongée, entraînant la mort de la plante (**Samir, 1993 ; El Mourid *et al.*, 1996 ; Casals, 1996**).

La teneur en eau des feuilles de blé dur, diminue proportionnellement avec la réduction d'eau contenue dans le sol (**Bajji *et al.*, 2001**). **Scofield *et al.*, (1988)** notent que cette diminution de la TRE est plus rapide chez les variétés sensibles que chez les variétés résistantes.

Par contre, une TRE élevée dans des conditions de stress, a été observée chez le soja (**Raissac, 1984 ; Zeghida *et al.*, 2004**). D'autre part, **Martin *et al.*, (1989)** et **Nouri, (2002)** montrent que les génotypes qui maintiennent une TRE élevée sous stress hydrique, sont des génotypes tolérants.

La fermeture stomatique rapide est la meilleure adaptation au manque d'eau, elle permet à la plante d'économiser l'eau disponible et de maintenir une teneur en eau des tissus élevés et aussi une certaine sensibilité à la déshydratation (**Djekoun et Planchon, 1992 ; Djekoun et Ykhlef, 1996**).

Les génotypes dits tolérants, ont pu assurer une bonne ouverture stomatique, contrairement aux variétés sensibles, dont la fermeture stomatique est intense (**El jaafari, 1993 ; Nouri, 2002**).

Le deuxième paramètre physiologique étudié, est la mesure des teneurs moyennes en chlorophylles (*a*, *b* et *a+b*), ce paramètre est susceptible de nous indiquer un éventuel état de stress dû à la présence des sulfonilurées chez les deux génotypes de *T.durum* (Semito et Cirta).

D'une manière générale, la chlorophylle semble être affectée par les deux herbicides appliqués. Cette perturbation dans les teneurs moyennes en chlorophylles *a*, *b* et *a+b*, chez ces végétaux, explique l'atténuation de l'activité photosynthétique.

La photosynthèse et par conséquent, la respiration, dépendent d'un flux constant de CO₂ et d'O₂ dans la cellule, et ce flux est libre, en fonction de la concentration de gaz dans les espaces intercellulaires (**Messinger et al., 2006**).

La conductance stomatique est responsable de l'entrée et de la sortie d'eau et de CO₂ par les stomates ; ainsi, plus son ouverture est faible, plus la résistance stomatique augmente, ce qui provoque une diminution de la transpiration (**Taiz et Zeiger, 2009**). Sous les conditions de stress, la plante a tendance à fermer ses stomates comme un mécanisme de défense contre la perte d'eau, augmentant ainsi la résistance et, par conséquent, réduit la conductance stomatique (**Taiz et Zeiger, 2009**).

En ce qui concerne les herbicides du groupe chimique des Sulfonylurées, il y a des changements majeurs dans les paramètres de la photosynthèse avec un traitement à base de metsulfuron et de l'iodosulfuron (**Oliveira, 2011**). Les herbicides appartenant aux sulfonylurées, ont comme un effet primaire, l'inhibition de l'enzyme d'acétolactate synthase (ALS), donc l'interruption de la synthèse des acides aminés Valine, Leucine et Isoleucine, ce qui provoque des changements dans la photosynthèse et la respiration, contribuant également à la chlorose et à la nécrose et donc un retard de croissance, voire même la mort des plantes (**Zhou et al., 2007**).

La chute des teneurs en chlorophylle, est la conséquence de la réduction de l'ouverture des stomates, visant à limiter les pertes en eau par évapotranspiration et par augmentation de la résistance à l'entrée du CO₂ atmosphérique nécessaire, à la photosynthèse (**Bousba et al., 2009**). La quantité de la chlorophylle des feuilles, peut être influencée par beaucoup de facteurs tels que l'âge des feuilles, la position des feuilles, et les facteurs environnementaux (lumière, température et disponibilité en eau) (**Hikosaka et al., 2006**).

Nos résultats sont en accord avec plusieurs travaux, dont ceux de **Nedjah, (2014)** et **Alayat et al., (2015)**, qui montrent une dégénération fréquente de la quantité de chlorophylle et caroténoïdes chez les plants de *T.durum* exposés à différentes concentrations des métaux lourds. Les travaux de **Khaldi, (2012)** révèlent la présence d'une perturbation dans les teneurs moyennes en chlorophylles *a*, *b* et *a+b*, chez les mousses et lichens, suite au traitement par les NPKs. Cette diminution est expliquée par l'atténuation de l'activité photosynthétique. **Tlidjen et al., (2012)** ont enregistré une diminution du taux de chlorophylle (*a*, *b* et *a+b*) chez les plantes exposées au Calliofop 36EC, cette réduction chlorophyllienne est dose-dépendante, les mêmes auteurs ont aussi noté chez *Elodea Canadensis* une inhibition des chlorophylles (*a*, *b* et *a+b*), ces résultats concordent avec plusieurs travaux sur *Elodea canadensis* exposée aux pesticides.

La respiration de croissance constitue la fraction la plus importante au stade initial de développement de la plante. La respiration d'entretien, voit son importance croître au fur et à mesure que la plante augmente sa biomasse, jusqu'au moment de la sénescence où elle devient la composante principale de la respiration totale. Au cours de la vie de la plante la respiration consomme un quart à deux tiers des assimilats totaux (**Bolano et Hsiao, 1991**). Du fait que la plupart des réactions chimiques impliquées dans les processus de respiration sont enzymatiques et sachant que la fonction et la structure des enzymes sont affectées aussi bien par l'état

hydrique que sanitaire de la plante, la respiration est soumise à la régulation des tissus (**Daily, 1976**).

Le traitement avec les différentes concentrations des produits phytosanitaires, le Cossack et le Sekator, chez les deux variétés Semito et Cirta, entraîne une diminution progressive de la respiration chez les deux plantes, comparativement aux témoins. Ce résultat semble appuyer l'hypothèse qui a été émise par **Djebar (1988)** : qui explique que l'inhibition de la respiration observée chez des racines végétales en présence d'un xénobiotique est due à un découplage de la phosphorylation oxydative au niveau de la dernière étape de l'oxydation respiratoire c'est-à-dire lors du transfert des électrons vers la molécule d'oxygène. Il s'ensuit alors une inhibition de la respiration, malgré un fonctionnement normal de l'ATPase mitochondriale. Sachant que chez les végétaux, le phénomène de détoxification se traduit par un stockage du xénobiotique dans les vacuoles est indépendant du gradient d'ATP.

Nos résultats vont dans le même sens que ceux de **Bouchlaghem et al., (2012)** ; **Khaldi, (2012)** ; **Tlidjen et al., (2012)**.

Cependant et contrairement à nos résultats, il n'est toujours pas vrai ou évident, qu'un xénobiotique, entraîne une inhibition de l'intensité respiratoire (IR), ce même xénobiotique pourrait stimuler cette respiration. En effet, d'autres inhibiteurs de l'ALS ont été signalés à augmenter le taux de la respiration, à court terme, lorsqu'ils sont rajoutés à la solution nutritive (**Gaston et al., 2003** ; **Zabalza et al., 2011**).

Les résultats de **Meksem et al., (2007)** et **Hennouni et al., (2008)**, montrent aussi que l'application des fongicides, n'affecte pas l'intensité respiratoire des racines de *T.durum*.

Les travaux d'**Armendariz et al., (2015)**, montrent que dans des conditions aérobies, le métabolisme fermentatif de l'éthanol a été amélioré dans les racines des plantes traitées avec le GLP - ou Imazamox. Cette réaction de fermentation n'était pas liée à un changement dans les taux de respiration totale ou de la capacité respiratoire du cytochrome, mais on observe une augmentation en capacité des oxydases alternatifs. L'accumulation de pyruvate a été détectée, après la plupart des traitements herbicides. Ces résultats suggèrent qu'une induction des voies moins efficaces de production d'ATP, de la fermentation et de la respiration alternative, par les inhibiteurs de l'ALS et de l'EPSPS, était liée à une augmentation du pyruvate. Cette réponse de la plante a été produite dans les racines des plants traités. Cela montre, que c'est un effet commun après l'inhibition de la biosynthèse des acides aminés aromatiques ou ramifiés, suite au traitement.

- **Effets des sulfonylurées sur les paramètres biochimiques de *T.durum***

Nous nous proposons dans cette partie, de procéder à la mise en évidence de l'effet des sulfonylurées, sur les paramètres biochimiques chez les deux génotypes de *T.durum* : Semito et Cirta.

Parmi les effets biochimiques communs et spécifiques aux inhibiteurs de la ALS et de l'EPSPS (5-enolpyruvylshikimate-3-phosphate), il en ressort une augmentation d'acides aminés libres et une diminution de la teneur en protéines solubles (**Orcaray et al., 2010**). De même,

une augmentation de la teneur en acides aminés libres due à l'inhibition de l'ALS a été largement rapportés (**Orcaray et al., 2010 ; Zabalza et al., 2013**).

En outre, une diminution de la quantité de protéines solubles, après l'application des inhibiteurs de l'ALS a été démontré (**Gaston et al., 2002**). Il a été proposé que l'augmentation d'acides aminés libres, reflète une augmentation de transformation des protéines, qui résulte d'une dégradation accrue et d'un taux de synthèse réduit (**Rhodes et al., 1987**).

En effet, les acides aminés ne pouvant être synthétisés suite au traitement aux inhibiteurs de l'ALS, ne sont pas formés à partir de l'azote nouvellement incorporé, mais plutôt, à partir de la dégradation des protéines (**Zabalza et al., 2006**).

Les résultats de l'analyse de la teneur en protéines totales, révèlent une diminution de la teneur en protéines totales chez Semito et Cirta, pour tous les traitements appliqués comparativement au témoin. Nos résultats sont en parfait accord avec les travaux de **Zabalza et al., (2004) ; (2006) ; (2013) ; Orcaray et al., (2010)** et **Zulet et al., (2013)**.

Les travaux de **Wang et al., (2013)**, montrent que les concentrations élevées de l'insecticide neuro-actif néonicotinoïdes (IPP), provoque une perturbation du métabolisme de l'azote ou une inhibition de l'absorption de nitrates. Les taux d'IPP créent un faible stress sur les plants de blé, associé à une réduction des résidus. Ainsi, moins de protéines ont été accumulées afin de protéger les dommages oxydatifs.

Il a été constaté que divers stress peuvent engendrer une carbonylation des protéines dans les tissus. **Bartoli, (2004)** a constaté que la carbonylation de protéines était plus élevée dans les mitochondries que dans les chloroplastes et peroxysomes dans les feuilles de blé. Cette constatation suggère que les mitochondries sont plus sensibles aux dommages oxydatifs.

Sous stress environnementaux, les plantes peuvent présenter des niveaux accrus de certains composés. Selon la littérature, une accumulation de la proline et de son précurseur l'acide glutamique, ornithine et arginine dans les feuilles, est une réponse aux différents stress, particulièrement le stress hydrique (**Hsu et al., 2003 ; Braga et al., 2009**).

L'équilibre osmotique dans le compartiment hyaloplasmique est assuré par l'accumulation d'oses, d'acides aminés (surtout de proline). Ces diverses substances organiques sont compatibles avec une bonne activité des systèmes enzymatiques. Ces substances permettent de maintenir l'équilibre du potentiel hydrique du cytoplasme avec celui de la vacuole et de l'apoplaste ; elles permettent aussi les activités enzymatiques nécessaires aux cellules (**Lüttge, 1993**).

L'augmentation de la teneur en saccharose et en amidon détectée dans les racines suite au traitement herbicide déclenche une diminution de la force des puits, ce qui inhibe le transport du phloème et provoque l'accumulation de glucides dans les feuilles (**Zabalza et al., 2004**).

La proline est un acide aminé synthétisé à partir du glutamate ou de l'ornithine, étant donné que les deux voies, contribuent à la synthèse de la proline dans des conditions physiologiques normales.

Cependant, la voie de glutamate, prédomine dans les cellules sous stress osmotique (**Bartels et Nelson, 1994**). La proline est considérée comme un biomarqueur métabolique de stress chez

les végétaux. La relation entre le stress hydrique et l'accumulation de cet acide aminé est établie depuis longtemps. L'accumulation de la proline est l'une des manifestations les plus remarquables du stress salin (**Monneveux et Nemmar, 1986 ; Thomas et Bohnert, 1993**).

L'augmentation de la teneur en proline serait reliée directement à l'application du stress hydrique (**Cechin et al., 2006**). Plus le niveau de stress appliqué augmente plus les teneurs en proline deviennent marquées (**Savouré et al., 1995**).

Les quantités accumulées pourraient être liées au niveau de tolérance aux stress (**Singh et al., 1973**). La proline accumulée pourrait jouer un rôle d'osmoticum (**Stewart et Lee, 1974**). En plus de son rôle d'osmoprotecteur, la proline a un rôle dans le renforcement du système antioxydant et de lutte contre les dommages du stress. (**Khedr et al., 2003 ; Demiral et Turkan, 2004 ; Ma et al., 2006 ; Molinari et al., 2007**). Elle pourrait également intervenir dans la régulation du pH cytoplasmique (**Pesci et Beffagna, 1984**) ou constituer une réserve d'azote utilisée par la plante après la période du stress (**Tal et Rosenthal, 1979**).

Les travaux de **Toumi et al., (2014)** montrent une importante accumulation de proline chez les plantes stressées de deux variétés de colza. En fonction de l'intensité du stress osmotique observée, cette accumulation est plus rapide et plus régulière chez la variété *fantasio*.

Le traitement par les différentes concentrations de Cossack et de Sekator, provoque une forte accumulation de proline chez les deux variétés de *T.durum*. Nos résultats sont en parfait accord avec plusieurs travaux de recherche qui mettent en évidence, la bioaccumulation de proline lors de stress abiotique chez les mousses et les lichens (**Bouchelaghem et al., 2011 ; Khaldi, 2012**), chez le blé dur et tendre et les Triticals (**Meksem et al., 2007 ; Hennouni, 2012 ; Issaad et al., 2013 ; Gheraibia et al., 2014, 2016 ; Alayat et al., 2015, Souahi et al., 2016**), chez des plantes aquatiques épuratrices des eaux usées (**Tlidjen et al., 2012**).

En plus de l'accumulation de la proline, tous ces auteurs ont aussi révélé, une accumulation importante en sucre solubles lors des différents stress appliqués : chimique, métallique, salin, hydrique... Cette augmentation est en réalité un paramètre d'adaptation aux conditions de stress (**Tahri et al., 1998**), permettant de constituer une garantie pour le maintien d'une intégrité cellulaire élevée (**Mefti et al., 1998**). En effet, les sucres peuvent protéger les membranes et les protéines contre la déshydratation en incitant la formation d'une sorte de verre aux températures physiologiques (**David et al., 1998**). Le saccharose peut agir en tant que composé soluble compatible et son accumulation peut permettre d'éviter la cristallisation des molécules contenues dans la cellule. Elle limite donc les dommages au niveau des structures cellulaires.

Ce type de tolérance, permet à la plante d'assurer normalement ses fonctions physiologiques, malgré une dégradation de son état interne. (**Hellmann et al., 2000**). On pense que cette accumulation de carbohydrates ne pourrait pas être due à une surproduction des assimilés, mais reflétant plutôt une réduction de leur translocation du site de synthèse, des feuilles vers le reste de la plante, particulièrement le système racinaire dont la croissance est tributaire. Les nombreux cas où sont décelées des accumulations de sucres ou de leurs dérivés alcools

(mannitol, sorbitol...) s'accompagnent aussi de l'augmentation d'un des composés aminés (proline ou glycine-bétaïne) (Levigneron *et al.*, 1995).

Le sucre a été connu non seulement, comme un puissant moteur de la croissance des plantes, mais aussi comme une molécule de signalisation efficace (Rolland *et al.*, 2006). Une concentration élevée de sucre a inhibé l'accumulation de la chlorophylle et la transcription du gène liées à la photosynthèse (To *et al.*, 2003). Étant donné que les squelettes carbonés de sucres sont nécessaires pour synthétiser les acides aminés, les plantes élaborent un mécanisme régulateur, afin de coordonner le carbone (C) et l'assimilation de l'azote (N).

Nos travaux indiquent également une accumulation des sucres solubles, chez la Semito et la Cirta, après le traitement par le Cossack et le Sekator, avec un effet dose dépendant. Cette accumulation est due à l'altération du métabolisme du carbone après l'application des inhibiteurs de l'acétolactate synthétase, tandis que la fermentation aérobie dans les racines est induite (Zabalza *et al.*, 2005 ; Orcaray *et al.*, 2012), et la teneur en glucides des racines et des feuilles augmente lors du traitement (Zabalza *et al.*, 2004 ; Orcaray *et al.*, 2012).

- **Effets des sulfonylurées sur les biomarqueurs de Stress oxydatif chez *T.durum***

De nombreuses publications, ont montré que les stress biotiques et abiotiques, tels que les basses et hautes températures (Prasad *et al.*, 1994 ; Dat *et al.*, 1998) , l'irradiation UV (A-H-Mackerness *et al.*, 1999), l'ozone (Langebartels *et al.*, 2000), excès d'énergie d'excitation (Karpinski *et al.*, 1999), l'infection par des pathogènes (Geoffroy *et al.*, 2004) et les pesticides (Geoffroy *et al.*, 2004 ; Ramel *et al.*, 2009c) conduit à la surproduction de réactif d'oxygène (ROS) chez les plantes.

La suraccumulation des ROS, peut initier une variété de réactions d'oxydation sur la membrane des acides gras insaturés, ce qui conduit à la destruction d'organites et de macromolécules (Mittler, 2002 ; Mittler *et al.*, 2004 ; Liu *et al.*, 2009). Les ROS ont été considérées comme un signal qui régule la croissance des plantes, le cycle cellulaire, la mort programmée des cellules et les réponses cellulaires aux stress biotiques et abiotiques (Doncheva *et al.*, 2005 ; Fujita *et al.*, 2006).

« ROS » est un terme générique qui décrit l'espèce chimique formé lors de la réduction incomplète de l'oxygène, y compris l'anion superoxyde (O_2^-), peroxyde d'hydrogène (H_2O_2) et le radical hydroxyle (OH) (D'Autreaux et Toledano, 2007). Quelques recherches ont signalé la génération et la récupération des ROS dans le système de défense des plantes (Bolwell et Wojtaszek, 1997 ; Foyer et Noctor, 2005). Comme il a été démontré par la suite, les antioxydants enzymatiques et les systèmes non enzymatiques jouent un rôle important dans l'équilibre entre la production et le piégeage des ROS (Gill et Tuteja, 2011 ; Mittler *et al.*, 2011).

Les ROS peuvent détruire des organites, endommager le système membranaire et inhiber l'expression des gènes liés. Pour faire face à ces ROS, les plantes ont fabriqué des mécanismes complexes pour supprimer les ROS par des moyens antioxydants. En fait, la réaction entre antioxydants et ROS se produit dans tous les organismes vivants (**Halliwell, 2006**), et la vie est un équilibre entre les deux.

Dans les conditions optimales, de la croissance de la plante, les ROS sont produites principalement à un bas niveau dans les organites (chloroplastes, mitochondries et peroxysomes), et les antioxydants servent à réduire les niveaux de ROS, en leur permettant d'effectuer des fonctions biologiques utiles, sans causer trop de dégâts (**Halliwell et Gutteridge, 2006**).

Sous stress, les électrons qui ont un état de haute énergie sont transférés à l'oxygène moléculaire pour produire les ROS (**Takahashi et Asada, 1988 ; Mittler, 2002**), ces derniers causent des dommages en oxydant les pigments photosynthétiques, les membranes, les lipides, les protéines et les acides nucléiques (**Smirnoff, 1993 ; Alscher *et al.*, 1997 ; Yordanov *et al.*, 2000 ; Apel et Hirt, 2004**).

Les principales enzymes cellulaires/voies qui éliminent les ROS chez les plantes comprennent : (1) la superoxyde dismutase (SOD) (p. ex., dans les chloroplastes comme un élément dans le cycle d'eau) ; (2) la catalase (CAT) dans les peroxysomes ; (3) glutathion peroxydase et la régénération de son cycle (GPX) ; et (4) l'ascorbate-glutathion (la voie de Halliwell-Asada, APX) voie dans le stroma, le cytosol, les mitochondries et l'apoplaste. Aussi, les antioxydants non enzymatiques comme les caroténoïdes, l'ascorbate, l' α -tocophérol, le glutathion et les flavonoïdes, peuvent être synthétisée afin de protéger les cellules végétales (**Tanaka *et al.*, 1990**).

Plusieurs études ont été réalisées pour vérifier l'action de certaines enzymes indicatrices des différents types de stress environnemental. Parmi ces enzymes, l'amylase, la catalase, l'ascorbate peroxydase et la glutathion-S-transférase peuvent-être incluses. Selon la littérature, une activité plus élevée de ces enzymes a été détectée dans plusieurs situations de stress afin de protéger les plantes contre les adversités, favorisant ainsi leur survie (**Koster, 1991 ; Hare et Cress, 1997 ; Nepomuceno, 2001 ; Taiz et Ziger, 2002**).

En particulier, la CAT et l'APX sont des enzymes distinguées destinées à la métabolisation de stress provoqué par l' H_2O_2 et de contrôler leurs impacts potentiels afin de maintenir la concentration cellulaire d' H_2O_2 à un niveau nécessaire pour tous les aspects de la croissance normale des plantes et de leur développement (**Gill et Tuteja, 2010 ; Ray *et al.*, 2012 ; Anjum *et al.*, 2014b**).

Les rapports sur l'activité de la catalase sous condition de stress sont hétérogènes. Il a été établi que l'activité CAT augmente chez le maïs (**Kolarovic *et al.*, 2009**), le blé (**Luna *et al.*, 2004**) et reste inchangé ou diminuent sous stress hydrique chez le tournesol (**Zhang et Kirkham, 1992**). **Luna *et al.*, (2004)** ont rapporté que la teneur d' H_2O_2 des feuilles augmente,

même si les activités totales de CAT doublent dans les semis de blé, en conditions de stress sévère.

Chez les céréales, le comportement de la catalase a été étudié en présence de conditions de stress. Ainsi **Kim *et al.*, (2005)** et **Khosravinejad *et al.*, (2008)**, ont prouvé que l'activité de la catalase augmentait dans les racines de l'orge lors d'un stress salin, et cela par rapport aux autres enzymes antioxydantes étudiées en même temps (APX, SOD et POX).

Ce résultat indique que la catalase est une enzyme majeure dans la détoxification des hydrogènes de peroxydes.

Les deux enzymes SOD et CAT se limitent presque aux peroxysomes, qui travaillent essentiellement à supprimer l'H₂O₂, au cours de la photorespiration. Ce cloisonnement limite leur capacité à maintenir les niveaux bas d'espèces réactives de l'oxygène dans les autres compartiments cellulaires, tels que les chloroplastes (**Asada, 2006**).

L'ascorbate peroxydase (APX) est l'une des enzymes antioxydantes impliquées dans la destruction des H₂O₂, elle participe dans le cycle d'ascorbate-glutathion et agit dans le cytosol et le chloroplaste des plantes. Pour cette propriété, elle utilise l'ascorbate comme agent réducteur (donneur d'électrons spécifiques), en particulier dans le chloroplaste. Elle permet aussi d'augmenter le pouvoir de la catalase dans l'élimination de H₂O₂ dans les compartiments cellulaires (**Asada, 1992 ; Meloni *et al.*, 2003 ; Zahid, 2010 ; Chen *et al.*, 2012 ; Correa-Aragunde *et al.*, 2013**).

La CAT se produit principalement dans les peroxysomes tandis que l'APX se produit dans le cytosol, chloroplastes, mitochondries et peroxysomes. En liaison avec d'autres antioxydants cellulaires, la CAT et l'APX aident les plantes à lutter contre les déficiences d'H₂O₂ accumulées dans les organites cellulaires et l'homéostasie redox (**Gill et Tuteja, 2010 ; Mhamdi *et al.*, 2010 ; Sofo *et al.*, 2015**).

Les enzymes APX, GPX et CAT sont en mesure de capter le H₂O₂ avec des mécanismes différents. Plus précisément, l'APX, contrairement à la CAT, nécessite un ascorbate et un système de régénération de glutathion (GSH), le cycle ascorbate-glutathion. En fait, la première réaction de ce cycle, catalysée par l'APX, est :



Comme l'APX, la GPX aussi détoxifie H₂O₂ en H₂O, mais elle utilise le GSH directement comme agent réducteur. Au lieu de cela, la CAT convertit directement le H₂O₂ en H₂O et 1/2 O₂ et, au contraire de l'APX, elle est plus impliquée dans la détoxification d'H₂O₂ que la régulation comme une molécule de signalisation chez les plantes (**Blokhina *et al.*, 2003**).

Si l'APX et la CAT possèdent l'hème, ces enzymes diffèrent en fonction de leur affinité pour l'H₂O₂ et dans leur exigence de réduction de puissance pendant le métabolisme d'H₂O₂ (**Gill et Tuteja, 2010 ; Anjum *et al.*, 2014b**). Puisque, l'APX élimine efficacement même de très faibles niveaux d'H₂O₂, en utilisant l'ascorbate (AsA) comme son substrat et la CAT dégrade

l' H_2O_2 sans n'importe quel pouvoir réducteur, et elle est principalement active à des concentrations relativement élevées d' H_2O_2 (Gechev *et al.*, 2006), les différences peuvent être évidentes dans le rôle et la modulation de ces enzymes, chez les plantes lors des stress abiotiques.

Plus récemment, il a été souligné que l'enzyme APX1, a un rôle essentiel lorsque le stress de la chaleur et de la sécheresse sont imposés ensemble, simplement en raison d'une forte hausse d' H_2O_2 dans le cytosol des cellules d'*Arabidopsis*, avec un dommage cellulaire possible (Koussevitzky *et al.*, 2008).

Khanna-Chopra et Selote, (2007) ont signalé que les cultivars de blé résistants à la sécheresse avaient la plus forte activité APX au cours d'un stress hydrique grave dans la période qui suit l'anthèse. Al-Ghamdi, (2009) a signalé que la sécheresse acclimatée (par arrêt de l'arrosage pendant 8 jours) des plantules de blé expose une augmentation systématique de l'activité d' H_2O_2 et de la récupération des enzymes, particulièrement l'APX et la CAT.

Parmi les ROS, le H_2O_2 est le seul capable de traverser la membrane cellulaire par l'intermédiaire des aquaporines et, par conséquent, pour pouvoir se déplacer avec de l'eau en sites éloignés de celui de sa production (Bienert *et al.*, 2007 ; Dynowski *et al.*, 2008).

Il a été démontré que l' H_2O_2 est le plus stable par rapport à d'autres ROS et c'est la raison pour laquelle il joue un rôle important comme une molécule de signalisation active dans la régulation des processus biologiques, conduisant à des réponses cellulaires différentes tel que la tolérance aux stress environnementaux (Kovalchuk, 2010 ; Sharma *et al.*, 2012), selon le site de sa production et également selon l'interaction entre ces ROS et les hormones spécifiques (l'acide abscissique, auxines, éthylène, acide salicylique, oxyde nitrique) (Slesak *et al.*, 2007).

L' H_2O_2 est soluble dans l'eau, présentant la plus longue demi-vie, et un w-électron non radical, produit de réduction d'oxygène, agit à des niveaux subtils comme une seconde molécule de messenger, dans certains processus biologiques comme le développement et la perception de stress (Orozco-Cardenas *et al.*, 2001 ; Corpas, 2015 ; Del Río, 2015).

La tolérance des plantes aux stress abiotiques majeurs améliorée par l'amorçage d' H_2O_2 a été signalée, où l'amorçage d' H_2O_2 est préconisée pour moduler la détoxification des ROS et régler également plusieurs voies sensibles aux stress et à l'expression des gènes (Hossain *et al.*, 2015).

Cependant, les graves dommages aux biomolécules telles que les lipides cellulaires, les protéines et l'inactivation ultérieure des principales fonctions cellulaires, peuvent être possibles en raison de l' H_2O_2 cellulaire élevé et non métabolisé (Gill et Tuteja, 2010 ; Del Rio., 2015)

Par définition, la fonction principale des défenses antioxydantes est de limiter l'accumulation des ROS. C'est pourquoi il est souvent considéré que les ROS, ne peuvent agir que dans la signalisation, en s'échappant à ce système d'élimination. Bien qu'il soit facile à comprendre, comment cela peut arriver à la surface des cellules ou dans le cas de l'oxygène singulet, produit

dans le centre de réaction de PSII, il est difficile de comprendre, comment l'H₂O₂ généré dans la phase aqueuse de l'intérieur très réduit des cellules, peut fonctionner (**Corpas, 2015 ; Del Río, 2015**).

Les études examinées par **Sofo et al., (2015)** montrent que l'H₂O₂ est un métabolite omniprésent chez les plantes et qu'il a des fonctions diverses et importantes dans les cascades de transduction de signal induit par l'H₂O₂ et la régulation des gènes. La distribution intracellulaire et les fonctions d'H₂O₂ ne sont toujours pas tout à fait claires, et une plus grande expérimentation est nécessaire pour déterminer si les chloroplastes, mitochondries, peroxyosomes et l'ensemble d'H₂O₂ cytosolique remplissent différents rôles et comment ils sont reliés entre eux. Aujourd'hui, les études sont nécessaires pour élucider comment la fonction des différents ensemble d'H₂O₂ sont coordonnés par l'APX et la CAT et s'ils ont ou non des fonctions supplémentaires dans les plantes.

Les GST jouent un rôle essentiel dans les différents processus physiologiques tels que les réactions au stress, réduction des peroxydes organiques de l'hydrogène et l'isomérisation des métabolites spécifiques (**Edwards et al., 2000**), la liaison de l'auxine (**Bilang et al., 1993**), cytokinine (**Gonneau et al., 1998**) et la lumière UV, dépendait de la transduction du signal (**Loyall et al., 2000**). Ces enzymes ont été découvertes chez les animaux dans les années 1960, en raison de leur importance dans le métabolisme et la détoxification des médicaments

Des études antérieures ont démontré que la GST des plante peut être réglée différemment par des facteurs différents lors de stress abiotiques, tels que les herbicides (**Cummins et al., 1999 ; Kunieda et al., 2005**), peroxyde d'hydrogène (H₂O₂) (**Levine et al., 1994**), déshydratation (**Kiyouse et al., 1993 ; Liu et al., 2007 ; Kim et al., 2008**), la lumière ultraviolet (UV) (**Liu et al., 2007**), le froid (**Ezaki et al., 1995 ; Anderson et Davis, 2004 ; Kunieda et al., 2005 ; Nutricati et al., 2006**), la carence en phosphate (**Sharma et Davis, 1994**), l'exposition à l'ozone (**Ezaki et al., 2004**), la haute température (**Zhou et Goldsbrough, 1993 ; Marrs, 1996 ; Nutricati et al., 2006**), les traitements au sel et aux hormones comme l'éthylène (**Takahashi et Nagata, 1992**), l'auxine (**Wagner et al., 2002**), le jasmonate de méthyle (**Hu, 2014**), l'acide salicylique et l'acide abscissique (**Chen et al., 2012**). Les GST des plantes jouent un rôle important dans les réactions de stress divers.

L'activité détoxifiante et antioxydante de GST chez l'orge a été signalée par **Rezaei et al., (2013)** et **Hu, (2014)**. Les GST de riz ont été rapportés avec un rôle biologique dans la détoxification de xénobiotiques et la tolérance au stress abiotique (**Scarponi et al., 2006 ; Sharma et al., 2014**) dans des plantes transgéniques. Les GST de Blé ont été également signalé pour leurs activités de détoxification et antioxydantes (**Marrs et al., 1995 ; Galle et al., 2008**).

La Glutathion S-transférase (GST ; EC 2.5.1.18), est une famille de protéines avec de multiples fonctions, elle catalyse le transfert du tripeptide glutathion (γ -glutamyl-cystéinylglycine ; GSH) à un cosubstrat contenant un Centre réactif électrophile pour former un produit de réaction S-glutathionylé polaire (**Edwards et al., 2000**).

Les GST des plantes sont principalement impliquées dans les réponses au stress y compris la conjugaison du GSH, dans la détoxification métabolique des herbicides et des produits naturels et des réactions de peroxydase GSH-dépendantes, qui protègent les composants de la cellule, des dommages oxydatifs par l'élimination des hydroperoxydes organiques toxiques.

En outre, les GST des plantes jouent un rôle dans la GSH-dépendante thioltransférase qui garantit la protection des fonction des protéines contre les dommages oxydatifs, et ils sont également impliqués en déshydroascorbate réductase (DHAR) qui fonctionne dans l'homéostasie redox (Noctor *et al.*, 2012).

Par ailleurs, la GST des plantes, sert comme ligands ou protéines de liaison des phytohormones (y compris les auxines et cytokinines) ou anthocyanes, ce qui facilite leur transport et leur distribution dans les plantes.

Enfin, les GST des plantes jouent un rôle indirect dans la régulation de l'apoptose et les voies de signalisation de stress (Edwards *et al.*, 2000 ; Dixon *et al.*, 2002a ; Dixon *et al.*, 2002b ; Frova, 2003). Par conséquent, la GST est impliquée dans le mécanisme de tolérance du stress des plantes et elle est nécessaire pour la caractérisation de la tolérance des plantes aux stress.

Lors de l'étude comparative de différentes activités GST, dans un bon nombre de cultures, Raisul Islam *et al.*, (2015) ont révélé que les semis d'oignon présentent les activités GST les plus élevées par rapport aux autres cultures. Il est également suggéré que beaucoup de cultures, n'ont pas encore été étudiées pour leur GST, qui pourrait être des sources importantes de GST avec un rôle biologique important sous stress biotiques et abiotiques

Dans les cultures et les mauvaises herbes, la GST détoxifie les herbicides électrophiles en catalysant leur conjugaison avec le GSH. Les métabolites S-glutathionylés sont marquées pour l'importation vacuolaire par les transporteurs ABC (ATP binding cassette), qui transportent sélectivement les conjugués de GSH.

Le glutathion (γ -glutamyl-cysteinyl-glycine) (GSH) est un composé très abondant dans les plantes. Il s'agit d'un tripeptide de 307 Da, contenant une liaison inhabituelle entre le groupe amine de la cystéine et le groupe carboxyle du glutamate. Le glutathion est presque présent dans tous les compartiments cellulaires, principalement le cytosol et le chloroplaste.

Cependant, le compartiment de biosynthèse est mal défini. Pour *A. thaliana*, ce débat a été tranché, puisque la biosynthèse de la GSH1 se fait dans les plastides, et la GSH2 dans les plastides et le cytosol (Wachter et Rausch, 2005). À ce jour, la GSH a été isolé dans le chloroplaste pour le blé (Noctor *et al.*, 2002).

La fonction du glutathion comme antioxydant durant le stress oxydatif a été abordée durant les quinze dernières années. Le fort potentiel réducteur du glutathion est dû à la présence d'une cystéine nucléophile, et grâce à cette propriété, le glutathion détruit les radicaux cytotoxiques. Le rôle central du glutathion dans la défense contre le stress oxydatif, réside dans la régénération

de l'acide ascorbique, caractérisé par son pouvoir antioxydant fort, *via* le cycle ascorbate-glutathion, conduisant à un changement dans le degré d'oxydation du glutathion cellulaire, et ainsi le changement du potentiel redox du glutathion (**Zahid, 2010**).

Le glutathion possède plusieurs fonctions fondées sur ces propriétés redox. Avec sa forme oxydée (GSSG), le glutathion maintient un équilibre redox dans les compartiments cellulaires. Il est caractérisé par une grande importance biologique, puisqu'il permet un parfait équilibre redox entre les compartiments cellulaires en conditions normales, ou en début de stress.

Le glutathion intervient dans différents processus: la différenciation cellulaire, tel que la floraison (**Ogawa et al., 2004**) et la résistance aux pathogènes (**Foyer et Noctor, 2005**). De récentes études, suggèrent que le glutathion peut jouer un rôle majeur dans les phénomènes « redox signaling » à travers la modification des résidus de cystéines (**Meyer et Hell, 2005**). De plus, il peut réguler l'état oxydatif des cystéines directement par la glutathionylation des protéines, par l'intermédiaire de la glutaredoxine.

Plusieurs auteurs ont rapporté une activité accrue de glutathion réductase dans les semis de riz (**Sharma et Dubey, 2005**) et de la luzerne (**Rubio et al., 2002**), soumis à des contraintes environnementales. **Lascano et al., (2001)** ont signalé une augmentation des activités de glutathion réductase (GR) dans les cultivars de blé résistants, un déclin plus élevé de glutathion réduit (GSH) et de la teneur d'ascorbate et moins de dommages oxydatifs comparativement au cultivar susceptible.

Les ROS causent la peroxydation des lipides, les dommages aux membranes et l'inactivation des enzymes, c'est-à-dire, qu'ils influent sur la viabilité de cellules (**Mittler, 2002**).

Les espèces réactives de l'oxygène peuvent réagir avec les lipides, les protéines et les pigments, causant une peroxydation lipidique et des dommages de membranes (**Gill et Tuteja, 2010**). Le malondialdéhyde (MDA) est le produit de la peroxydation lipidique, la plus haute teneur de ce composé indique la manifestation d'un stress oxydatif (**Han et Wang, 2002**). Ces mêmes auteurs, ont également prouvé une augmentation du niveau du malondialdéhyde dans les plants de riz, après application de 98,8 mM du bentazone, suggérant que la peroxydation lipidique, provient de la génération d'espèces réactives de l'oxygène, à la suite de l'interruption du transport des électrons dans le photosystème II.

La peroxydation des lipides membranaires serait associée à un défaut de fonctionnement du système de détoxification, qui pourrait mener aux dommages des composants cellulaires principaux (**Monk et al., 1989 ; Jiang et Huang, 2001**). Une telle réponse est rapportée sous l'effet du déficit hydrique chez la luzerne (**Irigoyen et al., 1992**), le blé (**Zhang et Kirkham, 1994**) et quelques graminées (**Jiang et Huang, 2001**).

La réponse directe de la membrane cellulaire, aux dommages causés par la peroxydation des lipides est la fuite du contenu cellulaire, perturbant plusieurs processus physiologiques des plantes, tels que la photosynthèse et les mécanismes de défense (**Kruse et al., 2006**).

L'utilisation d'herbicides, même chez les cultivars tolérants, peut générer des conditions de stress, caractérisées par l'augmentation de la phytotoxicité, qui affecte la croissance, le développement et la productivité. L'effet négatif du stress est souvent véhiculé par les dommages oxydatifs, initié par les espèces réactives de l'oxygène (ROS), tels que les radicaux superoxydes (O_2^-), les radicaux hydroxyles (OH^-), le peroxyde d'hydrogène (H_2O_2) et l'oxygène singulet (1O_2) (Gill et Tuteja, 2010). Abedi et Pakniyat, (2010) montrent que l'application des herbicides provoque une présence accrue d' H_2O_2

Toutes les plantes ont développé une série de systèmes enzymatiques et non enzymatiques antioxydants pour survivre au stress herbicide et éviter les dommages photodynamiques par la tolérance ou l'évitement du stress (Yao *et al.*, 2006 ; Tišler *et al.*, 2009) .

La majorité des herbicides sélectifs, très utilisés aujourd'hui, présentent la particularité de contenir un safeneur, phyto-protecteur, ou phyto-écran dans leur composition. Il s'agit d'une molécule dont le rôle est de rendre la culture traitée insensible à la molécule herbicide.

La sensibilité d'une espèce végétale aux dégâts provoqués par les herbicides est souvent en corrélation avec sa capacité à pouvoir dégrader l'herbicide en métabolites moins actives ou immobiles. La plupart des espèces de plantes détoxifient les molécules herbicides en trois phases.

La détoxification commence par l'oxydation de la molécule mère, au cours de la Phase I, suivie par une conjugaison avec des substrats naturels, comme le glucose, acides aminés ou, plus couramment, le glutathion, au cours de la Phase II. Dans certains cas, les molécules parents contournent la Phase I et passent directement à la Phase II.

Bien que ces réactions, généralement, réduisent la phytotoxicité et la mobilité de l'herbicide, la Phase I du métabolisme est nécessaire pour l'activation de certains herbicides, comme le fénoxaprop-éthyle. Dans ce cas, le composé parent est dé-éthylé au cours de la Phase I pour produire le composé actif le fénoxaprop. Au cours de la Phase III, les métabolites de la Phase II peuvent subir d'autres conjugaisons afin de produire des résidus insolubles, qui sont séquestrés dans les vacuoles ou liés en biopolymères de lignine. Alternativement, des conjugués de Phase II, peuvent être directement séquestrés dans la vacuole par l'activité de la glutathion ou les pompes de glucoside-conjugué situées dans la membrane vacuolaire (Cole, 1994).

La majorité des réactions oxydantes de la Phase I, sont catalysées par les cytochromes P450-dépendants mono-oxygénases. Ces enzymes sont hémoprotéines liés avec le réticulum endoplasmique lisse et se caractérisent par leur capacité à fixer le monoxyde de carbone, produisant un maximum d'absorption à 450 nm. Plus de 50 différents systèmes sont censées exister chez les plantes, y compris les systèmes biosynthétiques impliquées dans la synthèse de substrats naturels tels que les stérols, terpènes, isoflavonoïdes, gibbérelline, acide abscissique, cytokinines et lignines, ainsi que des systèmes de détoxification impliquées dans le métabolisme des herbicides. Cette classe des enzymes a été démontrée pour être responsable de la dégradation des herbicides monuron, chlorotoluron, métolachlore, alachlore, 2, 4-D, diclofop (Barrett, 1995 ; Schuler, 1996).

Plusieurs herbicides phytoprotecteurs augmentent la tolérance des cultures aux herbicides connus pour subir une oxydation, ce qui suggère que les phytoprotecteurs pouvaient travailler en augmentant l'activité des enzymes du cytochrome P450. Au moins, 10 phytoprotecteurs ont été recensés pour augmenter le métabolisme oxydatif de plusieurs herbicides, principalement les sulfonilurées et les imidazolinones, chez plusieurs espèces de cultures, notamment de maïs, de sorgho et de riz. Dans de nombreux cas, cette augmentation de la dégradation a été attribuée à l'augmentation de l'activité des enzymes ayant les caractéristiques du cytochrome P450 mono-oxygénases (**Davies et Caseley, 1999**).

Au cours du métabolisme de la Phase II, la conjugaison d'herbicides ou leurs métabolites issus de la Phase I avec le glutathion est catalysée par la glutathion S-transférase (GST) (**Droog, 1997**). Par ailleurs, certains herbicides subissent une conjugaison avec le glucose au cours de la Phase II. Généralement, ces réactions sont catalysées par des enzymes glucosyl transférase (**Cole, 1994**).

Les herbicide phytoprotecteurs améliorent la tolérance des cultures à plusieurs herbicides chloroacétanilides et thiocarbamates, qui subissent une conjugaison avec le glutathion au cours de la Phase II. Au moins 12 phytoprotecteurs auraient dû être divulgués à augmenter les taux de la conjugaison au glutathion chez plusieurs espèces cultivées, un bon nombre de ces rapports sont accompagnés par l'observation d'une induction des niveaux de glutathion dans la plante cultivée en présences des safeneurs.

Cependant, l'activité des phytoprotecteurs, n'est pas toujours accompagnée par des niveaux élevés de glutathion et l'efficacité est souvent mieux corrélée avec l'augmentation de l'activité des enzymes de la GST. Au moins 12 phytoprotecteurs ont été démontrés pour améliorer les activités de la GST dans le maïs, le sorgho, le riz ou le blé (**Davies et Caseley, 1999 ; Farago et al., 1994**).

En plus d'améliorer la conjugaison avec le glutathion, les phytoprotecteurs améliorent également la conjugaison des métabolites oxydants, avec le glucoside et promouvoir l'activité des pompes vacuolo-membranaires responsables de la séquestration des métabolite-conjugués dans la vacuole (**Davies, 2001**).

Le Cossack et le Sekator, comprennent tous les deux le phytoprotecteur le Méfenpyrdiéthyl, qui est censé protéger les cultures non cibles des effets des molécules herbicides.

Dans notre étude, le traitement par ces herbicides sulfonilurées, provoque une stimulation des activités des biomarqueurs enzymatiques de stress oxydant qui sont la catalase, l'ascorbate peroxydase et la glutathion-s-transférase, chez les variétés Semito et Cirta, après 14 jours de traitement. Cela peut être dû au déclenchement du processus de détoxification qui fait appel aux différentes enzymes antioxydantes pour la métabolisation rapide des herbicides et l'élimination des ROS.

D'après nos résultats, la dégradation du Cossack dépend principalement de l'induction de la catalase et de l'ascorbate peroxydase. Tandis que la dégradation du Sekator induit principalement l'activité glutathion-s-transférase.

Cependant, nous avons noté une diminution de la teneur du Glutathion réduit (GSH), ce qui pourrait être expliqué par son implication dans la régénération de l'acide ascorbique, via le cycle ascorbate-glutathion, conduisant à un changement dans le degré d'oxydation du glutathion cellulaire. Cette diminution est plus forte lors du traitement avec le Sekator qu'avec le Cossack.

L'augmentation de la teneur en Malondialdéhyde, un précurseur de la peroxydation des lipides membranaires, suite à l'application des sulfonilurées chez *T.durum*, montrent la formation des radicaux libres qui endommagent irréversiblement les membranes cellulaires.

Nos résultats sont en parfait accord avec les résultats de **Guo *et al.*, (2009)**, qui montrent que l'application de l'iodosulfuron mélangé avec le mesosulfuron-méthyl en concentrations croissantes, provoque une augmentation du contenu du MDA dans les plants de blé et une réduction de la conductance stomatique et du taux de photosynthèse.

L'ensemble de nos résultats corroborent parfaitement avec les résultats de nombreuses études récentes cités ci-dessous :

Les travaux de **Belahcene *et al.*, (2015)** mettent en évidence l'influence du stress oxydatif causé par un herbicide systémique Cossack sur quelques activités antioxydantes de trois variétés de blé dur (Sersou, Carioca et Wercenis). Une variabilité génotypique très importante a été notée, issue de la réponse de chaque variété vis-à-vis du stress présent dont, Carioca qui tolère le stress oxydatif causé par l'herbicide par une intense activité de glutathion et de gaïacol peroxydase en, minimisant celle de l'ascorbate peroxydase et de la catalase qui sont les plus faibles. La réponse de Sersou dans les conditions de l'essai, est essentiellement basée sur le glutathion et les deux enzymes antioxydants : ascorbate peroxydase et gaïacol peroxydase, donnant ainsi une tolérance moyenne à cette variété en présence du Cossack. Wercenis présente des valeurs élevées pour les trois enzymes ascorbate peroxydase, gaïacol peroxydase et catalase, permettant ainsi de la considérer comme très sensible au xénobiotique présent.

Les travaux de **Souahi *et al.*, (2016)** révèlent que l'activité ascorbate peroxydase augmente en réponse à l'application des concentrations relatives à la dose homologuée de l'herbicide sulfonilurée le Sekator ^{OD} utilisé chez la variété HD de blé tendre.

Les travaux de **Qian *et al.*, (2011)**, montrent qu'étant un herbicide chiral, l'Imazethapyr (IM) affecte la croissance d'*Arabidopsis* de façon énantiométrique. Sans doute, R-IM a eu un effet herbicide, plus fort que S-IM. R-IM a inhibé l'activité ALS qui a abouti à une diminution de la synthèse de divers acides aminés, il stimule la formation des ROS, mais il a diminué l'expression des gènes antioxydants et leurs activités enzymatique, ce qui entraîne la perturbation de la structure de la membrane. Par ailleurs, une autre cause principale de la

phytotoxicité énantiosélective observé pour R-IM était une utilisation des glucides fortement perturbé, qui a abouti à l'arrêt presque complet de la croissance des plantes.

Les travaux de **Naderi *et al.*, (2014)** montrent que le stress osmotique a un effet significatif sur les activités enzymatiques chez les plantules de blé. Les activités POX, CAT, GR et APX augmentaient significativement dans les conditions de stress sévère, par rapport au contrôle sur les 31, 61, 129 et 149 %, respectivement. Considérant que, l'activité de la SOD a augmenté de 41 % dans le stress léger par rapport aux témoins. La plus forte activité enzymatique appartenait au groupe tolérant dans des conditions de stress sévère pour la quasi-totalité des isozymes et des enzymes. Parmi les enzymes antioxydantes, l'activité APX a augmenté plus fortement en condition de stress sévère. L'ampleur des dégâts sur les semis de blé semble dépendre de génotype et de la gravité des stress osmotiques.

Les travaux de **Wang *et al.*, (2013)**, montrent une stimulation de la SOD et du MDA et une diminution des POD et de la CAT. Compte tenu de cette situation, il y a peut-être deux possibilités pour la diminution de l'activité CAT. La première est que l'IPP délimite ou remplace, certains composants tels que le Fe^{2+} sur les enzymes de la plante. Une autre raison de la diminution de l'activité CAT peut être due à l'augmentation d' H_2O_2 ; à son tour, inactivé sur l'enzyme. En effet, on observe une augmentation de l'activité de la CAT avec la dose recommandée. Ce résultat peut être attribué à la production élevée des SOD, qui a entraîné l'activation des enzymes existantes ou l'expression de la catalase pour convertir les excès d' H_2O_2 en H_2O régulée. Suite à ce processus, l'activité de CAT diminue progressivement après deux jours (**Arbona *et al.*, 2008**). Les activités élevées de catalase ont été corrélés avec la teneur accrue d' H_2O_2 , ainsi que l'activation de la catalase, stimulée par la plante de blé. Des résultats similaires ont été retrouvés par **Azevedo *et al.*, (1998)** et **Li *et al.*, (2012)**.

Les résultats obtenus par **Nohatto *et al.*, (2016)**, révèlent que le Bentazone (jusqu'à 24 h après application) et le Penoxsulam (48 et 96h après application), réduisent l'activité de la CAT. Par ailleurs, ces herbicides augmentent les niveaux d' H_2O_2 , de peroxydation lipidique et de l'activité de la SOD, indiquant un état de stress oxydatif dans les plants de riz. L'herbicide cyhalofop butyl n'a pas altéré l'activité antioxydante. Cela, indique une possibilité plus grande de ces herbicides à causer un stress oxydatif chez le riz, par rapport au cyhalofop-butyl.

Agostineto *et al.*, (2016) montrent que l'application de l'ensemble des herbicides bentazone, iodosulfuron, metribuzin, metsulfuron et 2,4-D (2,4-Dichlorophenoxyacétique acide), engendre une stimulation de la peroxydation lipidique, de l'activité catalase et des phénols chez les plants de blé.

Les travaux de **Chiahi *et al.*, (2016)** montrent que la présence des nanoparticules ZnO, a provoqué un stress oxydant se traduisant par l'accumulation d'une lipoperoxydes (MDA) enregistrée chez toutes les variétés de *T.durum* (Boussallem, GTA dur et Ouarsenis), suite à l'exposition aux différentes concentrations. D'autre part un effet variétal a beaucoup contribué dans la variation des paramètres restants liés aux ROS (caroténoïdes, APX et CAT).

- **Effets des sulfonylurées sur l'anatomie des racines et des feuilles de *T.durum* Desf**

Plusieurs études ont identifié des liens entre les caractéristiques de la racine et la productivité des cultures (**Kell, 2011 ; Hufnagel *et al.*, 2014**) y compris les performances et le rendement en grain soumis au stress (**Uga *et al.*, 2013 ; Narayanan *et al.*, 2014**).

La plasticité de la croissance des racines et du développement, en réponse aux changements de l'humidité et du statut nutritif du sol, offre des opportunités pour explorer les variations naturelles afin d'identifier les caractéristiques bénéfiques de la racine, à utiliser en tant que parents pour améliorer la productivité des plantes dans les systèmes agricoles (**Kano *et al.*, 2011 ; Paez-Garcia *et al.*, 2015**).

Les changements structurels, induisant des changements dans les cellules et les tissus, ce qui peut modifier le comportement de la croissance du plant à différents niveaux d'organisation. Ces altérations portent sur les racines, les tiges et les feuilles des plantes stressées comparativement au témoin (**Reinoso *et al.*, 2005**).

Les différentes caractéristiques des racines permettent aux plantes de répondre, de s'adapter et de prospérer dans des environnements différents.

Les racines fournissent des fonctions essentielles, y compris l'absorption d'eau et de nutriments pour la croissance des plantes, elle jouent un rôle en tant qu'organes de stockage, ancrer les plantes dans le sol et elles sont le site d'interactions avec les organismes pathogènes et bénéfiques dans la rhizosphère (**Paez-Garcia *et al.*, 2015**). Les racines de certaines plantes peuvent aussi extraire les métaux lourds ou autres composés toxiques dans le sol et les accumuler et les stocker dans les organes aériens qui peuvent être facilement récoltées et éliminés (**Glick, 2003**).

Selon certains chercheurs (**Khalfaoui et Bull, 1990 ; Subbarao *et al.*, 1995**), le système racinaire capable d'extraire l'eau du sol constitue une caractéristique essentielle pour la résistance au déficit hydrique. Cette fonctionnalité est particulièrement importante dans les cultures qui souffrent régulièrement de manque d'eau à la fin du cycle de croissance. Son impact est particulièrement élevée parce qu'il est directement impliqué dans l'utilisation efficace de l'eau lors des conditions de stress (**Labdelli *et al.*, 2014**).

Les racines les plus profondes offrent aux plantes un meilleur accès à l'eau stockée dans les couches profondes du sol (**Wasson *et al.*, 2012**). La longueur des racines spécifiques (LRS), exprimée, comme le rapport de la longueur des racines à la biomasse des racines, est un indicateur clé de l'épaisseur de la racine. En réponse au stress hydrique, LRS a augmenté significativement dans deux des trois cultivars de riz, mais a diminué chez les deux cultivars de blé d'environ 40 %. La LRS est commandée indépendamment par deux autres composantes, l'épaisseur de la racine et la densité de masse racinaire (**Ostonen *et al.*, 2007**).

Les réponses produites par les plantes, contre les facteurs de stress externes comprennent l'épaississement de la paroi et les modifications de clivages (division cellulaire) (**Yüce et al., 1998**).

De nombreuses études, ont démontré que l'épaississement de la paroi, se présente comme un mécanisme de résistance dans des conditions de stress, causé par l'interaction avec des produits chimiques à des doses plus élevées (**Aktaş et al., 2007**).

Si on considère les études qui incluent les effets des pesticides sur la nature anatomique de plante, il est évident que ces études sont peu nombreuses. Dans certaines études, nous avons vu, que les pesticides, causent certaines altérations dans la nature anatomique de plante qui conduisent à des différences structurales.

Comme nous l'avons présenté précédemment, l'application des deux produits sulfonylurées, le Cossack et le Sekator, provoque une diminution de la croissance chez les deux variétés de *T.durum*, caractérisée par la réduction de la longueur des feuilles, des tiges et des racines. L'étude histologique des racines traitées avec la plus forte concentration de chaque herbicide, a montré une variation du diamètre des racines par rapport au témoin. Ces variations de diamètre de la racine, sont dues au changement dans le nombre et la taille/largeur des cellules corticales et du diamètre de la stèle.

Une augmentation du diamètre de la racine est observée chez les deux variétés de blé dur utilisées et traitées avec la C3 des deux sulfonylurées à l'exception de la variété Semito qui montre une légère diminution du diamètre de la racine, lors du traitement avec la C3 du Cossack par comparaison au témoin.

La variation observée du diamètre des racines, sous le traitement par le Cossack et le Sekator, chez le blé est principalement due à un changement de diamètre du cylindre cortical.

Un élargissement du cortex est enregistré chez les deux variétés Semito et Cirta, lors des deux traitements, avec un éclatement des cellules du parenchyme cortical. Cela peut être dû à la peroxydation lipidique des membranes plasmiques sous stress oxydatif, induit par les deux herbicides, ce qui cause l'extravasation du contenu cellulaire au milieu, qui entoure le tissu endommagé (**Kruse et al., 2006**), et la perturbation de plusieurs processus physiologiques et métaboliques des plantes.

L'élargissement des cellules corticales est une réponse primaire de la plante pour maintenir un niveau d'hydratation qui permet la viabilité des cellules. En effet, la réduction du nombre des cellules corticales racinaires et l'élargissement des cellules corticales améliorent la tolérance à la sécheresse chez le maïs (**Chimungu et al., 2014a ; 2014b**). La subérisation/lignification affectent la conductance radiale de l'eau et peut être importante pour réduire les pertes d'eau de racines matures (**Lynch et al., 2014**).

La disponibilité de l'oxygène, est connue pour diminuer avec l'augmentation de la profondeur du sol et les plus petites stèles des tissus, tendent à prévenir une carence en oxygène pour prendre en charge le transport ininterrompu du xylème (**Gibbs et al., 1998**).

En outre, l'absorption d'eau par une région proche de l'apex racinaire semble être une caractéristique prédominante de toutes les racines de céréales (**Greacen et al., 1976**).

La variété Semito montre un rétrécissement de la stèle lors du traitement avec le Cossack et le Sekator, contrairement à la variété Cirta qui présente un élargissement du cylindre central (stèle). Un diamètre accru de la stèle près du collet (root shoot junction RSJ), chez le blé, pourrait jouer un rôle de soutien dans le transport de l'eau plutôt que dans l'absorption d'eau directe, mais de plus petit diamètre de la stèle, près de l'apex racinaire (AR), pourrait aider à maintenir l'absorption d'eau sous pression (**Kadam et al., 2015**).

Souahi et al., (2016), ont démontré que sous stress abiotique, des signes d'adaptation histologiques ont apparus chez *T.durum* après une exposition au Sekator, tels qu'une diminution du nombre des vaisseaux du métaxylème de la racine chez la variété Waha. Un rétrécissement du cortex a marqué aussi la variété HD. Toutefois, au niveau des racines de la variété Waha, l'herbicide Zoom a provoqué un épaississement de l'assise pilifère. Ces observations corroborent avec notre étude.

Nos résultats soutiennent aussi ceux obtenus par **Kadam et al., (2015)**, qui révèlent que sous stress hydrique, les deux cultivars de blé avaient des racines et des feuilles plus épaisses, et un tallage modéré ce qui aide à conserver l'humidité du sol pendant le stade végétatif. La plasticité de la stèle et le diamètre et le nombre de xylème le long de la longueur des racines chez les cultivars de blé facilite l'utilisation efficace de l'humidité disponible sous stress de déficit hydrique.

Cependant, d'autres travaux de recherches prétendent le contraire. En effet, **Labdeli et al., (2014)** ont révélé que l'augmentation de l'aridité du substrat a provoqué une réduction nette de la longueur des cellules épidermiques, du diamètre des cellules parenchymateuses et du diamètre de l'élément conducteur le métaxylème. Ces résultats montrent que le déficit hydrique inhibe la croissance cellulaire, qui se justifie par la perte de la turgescence des cellules. Ces résultats sont confirmés par les travaux de **Blumand et Johnson, (1993)**, **Huang et Redman, (1995)** et **Kefu et al., (2003)** qui ont prouvé que le déficit hydrique, a entraîné une perte de turgescence, minimisant ainsi la force de la pression de turgescence. La réduction de la croissance cellulaire pourrait expliquer l'inhibition de la croissance des organes chez les plantes, évoluant sous cette contrainte (**Bowne et al., 2012 ; Monneveux et al., 2006**).

Enfin, Les deux génotypes de blé dur, Semito et Cirta, exploitant une stratégie conservatrice en développant des racines plus épaisses et des racines moins longues. Ces racines (les plus épaisses) améliorent la capacité de pénétration au sol pour accéder aux couches les plus profondes dans les conditions de sécheresses (**Davies et Bacon, 2003**).

De plus, il est bien clair que les racines détectent et répondent aux stress abiotiques et biotiques, elles sont capables de communiquer avec les parties de la plante au-dessus du sol par l'intermédiaire des voies de signalisation. La morphologie et la physiologie de la racine, affecte la croissance et le développement des organes aériens de la plante à travers les racines altérées pour favoriser le transport des éléments minéraux nutritifs ou des molécules de signalisation organiques, y compris les hormones, les protéines et les ARN (**DoVale et Fritsche-Neto, 2015**).

Lorsque les herbicides sont appliqués sur les plantes, ils doivent traverser la cuticule afin de parvenir à leur site d'action. La cuticule est une couche de lipides extracellulaires d'une épaisseur variant de 0,5 à 15 µm. Généralement, elle se compose de cutine et des cires intégrées avec des cires épicuticulaires sur la surface extérieure (**Chamel, 1986 ; Chamel et Vitton, 1996**). Il existe deux types d'herbicides : hydrophile et lipophile, ceux qui sont solubles dans l'eau (herbicides hydrophiles), ils entrent dans la surface de la cuticule par diffusion, mais leur vitesse de déplacement est beaucoup moins importante que celle des herbicides lipophiles, en raison de leur faible solubilité ou de leur perméabilité cuticulaire.

Les résultats de **Yilmaz et Dane, (2012)**, montrent que les différentes concentrations des produits herbicides, ont provoqué des déformations de la cire épicuticulaire et des stomates dans les feuilles de plants de blé.

Ces déformations perturbent les échanges gazeux, le processus de la transpiration des plants, et réduisent les teneurs en eau et en CO₂.

Ces travaux corroborent avec nos résultats, qui indiquent que les sulfonilurées utilisées, provoquent une perturbation de la conductance stomatique, une réduction de la surface foliaire diminuant ainsi la turgescence et une diminution de la croissance. Cette dernière se produit soit directement par le biais de la diminution de la vitesse de croissance par inhibition de la division cellulaire (**Granier et al., 2000 ; Bouchabké et al., 2006**), soit de la réduction de la production de la biomasse totale, ou indirectement en réduisant le nombre d'organes portant des feuilles (**Albouchi et al., 2003**).

Les changements anatomiques induits par le manque d'eau chez les plantes, sont les meilleurs indicateurs observés. Ils peuvent être appliqués directement aux plantes (**Shao et al., 2008**). Les tissus exposés à des environnements à faible disponibilité en eau, ont généralement montré une réduction, dans la taille des cellules et une augmentation en épaisseur des tissus vasculaires et de la paroi cellulaire (**Guerfel et al., 2009**).

Cependant, les changements anatomiques induites chez les deux variétés de *T.durum* exposées aux deux produits herbicides le Cossack et le Sekator, montrent un épaississement des feuilles, des variations dans l'épaisseur de l'épiderme ventral, de l'épiderme dorsal, une augmentation de diamètre de la nervure principale (longueur et largeur), une variation dans le diamètre des nervures secondaires due à l'alternance de grands et de petits faisceaux trouvés sur chaque côté du faisceau principal central. Un élargissement des cellules du mésophyle et des cellules de la gaine fasciculaire.

L'ensemble de ces observations est en parfait accord avec les résultats de **Tagour et al., (2011)**, qui montrent qu'il y a des effets significatifs, des traitements herbicides sur l'anatomie de la feuille de blé, 90 jours après le semis.

Yilmaz et Dane, (2013), montrent dans leur étude, que l'application des différentes concentrations de l'herbicide « Attribut », affectent négativement la nature morphologique et anatomique de blé comparativement au témoin.

Contrairement à nos résultats, les valeurs obtenus par **El-Afry et al., (2012)**, indiquent une diminution en épaisseur (μm) de l'épiderme supérieur, de l'épiderme inférieur, du phloème, du mésophile, du faisceau vasculaire, de la largeur et le diamètre des vaisseaux de xylème, chez les cultivars de blé. Les cuticules supérieure et inférieure ont aussi diminué selon les niveaux de déficit de l'eau d'irrigation. Le stress hydrique entrave à la plupart des caractères anatomiques foliaires (**Ghanem, 2008 ; Labdeli et al., 2014**).

Cependant, le traitement des grains et des feuilles de blé avec deux différentes souches endophytes bactériennes *A.chrocoocum* et *P.fluorescens*, ont une incidence positive sur la plupart des caractères anatomiques de la feuille.

- **Bioaccumulation et dégradation des résidus des sulfonilurées chez *T.durum***

Avec l'utilisation massive des pesticides, sont apparus des signes évidents de toxicité et des effets néfastes pour l'environnement et pour l'homme (**Eriksson et al., 1990 ; Schoeters et Hoogenboom, 2006; Bonde et al., 2008**).

Les résidus de pesticides, résultant de l'utilisation de produits phytopharmaceutiques sur les cultures vivrières ou fourragères, peuvent constituer un risque pour la santé publique. Pour cette raison, un cadre législatif complet a été établi de par l'Union européenne, afin d'établir des règles, portant sur l'autorisation des substances actives, utilisées dans les produits phytopharmaceutiques et l'utilisation des produits phytosanitaires, ainsi que la mise en place des règlements concernant les résidus de pesticides dans les aliments.

Selon l'**EFSA, (2012)** (European Food Safety Authority), les limites maximales de résidus (LMR) sont les niveaux supérieurs de résidus de pesticides, légalement admis, dans ou sur les aliments destinés à l'alimentation humaine ou animale. Elles sont calculées en se basant sur les bonnes pratiques agricoles et le principe de l'exposition la plus faible possible pour les consommateurs. Les LMR sont obtenues après une évaluation complète des propriétés de la substance active et des utilisations prévues du pesticide. Ces limites légales, sont également applicables aux aliments importés.

Les limites maximales applicables aux résidus des substances actives des deux sulfonilurées, le Cossack et le Sekator, utilisés dans notre travail de recherche, sont fixées par les différents règlements et arrêtés cités ci-dessous :

- Les limites maximales applicables aux résidus (LMR) du mesosulfuron et de l'iodosulfuron sont fixées aujourd'hui par le règlement (CE) n° 149/2008.
- Les limites maximales applicables aux résidus (LMR) de l'amidosulfuron sont fixées aujourd'hui par le règlement (UE) n° 270/2012.
- Les LMR du Méfenpyr-diéthyl sont fixées aujourd'hui en France par l'arrêté du 6 mai 2008 (JORF du 8 mai 2005) modifiant l'arrêté du 10 février 1989.

Les substances actives phytosanitaires sont appliquées le plus souvent sous la forme de liquides pulvérisés sur les plantes et/ou sur le sol. Dans certains cas, elles sont incorporées au sol, déposées sous forme de granulés, ou encore par le biais des graines qui en sont enrobées.

Une proportion importante (20 à 70%) d'un pesticide (ou de ses métabolites) peut persister dans le sol, liée aux colloïdes. Dans cet état, les molécules actives sont difficiles à extraire et ont tendance à perdre leur activité biologique. Beaucoup de pesticides, qu'on croyait dégradés rapidement ont été retrouvés dans cet état lié. Cela n'a pu être prouvé, mais on pense que ces composés peuvent être relargués et absorbés par les plantes ou lixiviés vers les nappes (**Calvet et Barriuso, 1994 ; Schiavon et al, 1995**). L'absorption des pesticides du sol par les plantes est probablement une des voies majeures qui conduit à leur accumulation, le long des chaînes trophiques et, partant, à leur mise en contact avec l'homme et les animaux (**Paterson et al., 1990**). L'absorption foliaire des substances volatilisées à partir du sol, pourrait contribuer beaucoup plus à l'accumulation de résidus dans les plantes que de l'absorption par les racines (**Topp et al., 1986**).

C'est dans ce cadre-là, que nous nous sommes intéressés à étudier l'accumulation et le devenir de deux produits sulfonylurées, le Cossack et le Sekator, chez une plante non cible, *T.durum*, en analysant leurs résidus foliaires, après 14 jours de traitement. L'analyse de résidus est effectuée par chromatographie liquide couplée à la spectrophotométrie de masse en tandem, après extraction par la méthode de QuEChER'S.

Les résultats obtenus confirment la présence de résidus des différentes substances actives des deux produits sulfonylurées chez les deux génotypes de blé. En effet, la variété Semito semble être plus sensible au deux herbicides par rapport à la variété Cirta.

Lors du traitement avec le Cossack, nous avons enregistré un taux de 0,085 ppm de l'Iodosulfuron-méthyl, soit 15,12% de la quantité initiale administrée chez la variété Semito, et un taux de 0,093 ppm soit 16,54% chez la variété Cirta. Pour les résidus de la deuxième substance active, le Mesosulfuron, nous avons enregistré une quantité de 0,144 ppm (25,82%) et 0,129 ppm (22,95%), chez la Semito et la Cirta respectivement. Le Méfenpyr-diéthyl présente de quantité de résidus de l'ordre de 0,130 ppm (7,78%) et 0,078 ppm (4,67%), chez Semito et Cirta.

L'analyse de résidus de l'herbicide Sekator, montrent aussi la présence de 0,088 ppm et 0,086 ppm d'iodosulfuron-méthyl, soit 32% et 31,27% de la quantité initiale administrée, chez la V1

et la V2 respectivement. Les quantités des résidus Méfenpyrdiéthyl sont de 0,120 ppm (4,27%) chez Semito et 0,064 ppm (2,27%) chez la variété Cirta.

Les taux enregistrés pour l'ensemble des résidus des substances actives des deux produits sulfonyleurés, chez les deux variétés de blé, montrent une diminution importante par rapport à la quantité de matière active initiale. Cela peut être dû, soit à la métabolisation rapide des herbicides au sein de la plante, favorisée par la présence du safeneur le Méfenpyrdiéthyl, soit à l'absorption de petites quantités des molécules présentes dans le sol, soit à une perturbation de processus de transport (de la racine vers les tiges et les feuilles) et d'élimination de ces xénobiotiques. Ces suggestions correspondent au mode d'action de la molécule photoprotectrice.

En effet, les phytoprotecteurs réduisent la capacité des herbicides à atteindre et à inhiber leurs sites cibles. Théoriquement, les safeneurs pourraient le faire en interagissant directement avec les cibles biochimiques ou les protéines réceptrices des herbicides, dans les plantes cultivées. En variante, ils pourraient réduire la quantité d'herbicide, atteignant cette cible sous une forme active soit en réduisant l'absorption ou la translocation des herbicides, soit en augmentant la dégradation des herbicides en métabolites moins actifs ou immobiles.

En réalité, les safeneurs tendent à équilibrer tous ces processus et élucider leur principal mode d'action (**Davies, 2001**).

Dans les conditions de notre expérimentation, la bioaccumulation des sulfonyleurés chez les plants de blé, dépend majoritairement de la persistance de ces molécules dans le sol, et la capacité de leur absorption par le système racinaire de la plante.

Les sulfonyleurés, entrent dans la plante à travers les tissus racinaires et foliaires, et sont transportés par le phloème et le xylème. Ils sont conservés dans le symplasma jusqu'à arriver à des niveaux toxiques. Le mécanisme de cette accumulation est le piégeage « acide faible » : la plupart des sulfonyleurés ont un pKa entre 3.0 et 4.0. Lorsqu'ils entrent dans un environnement plus alcalin du cytoplasme, ils se transforment en formes ioniques. Ces formes ioniques ne peuvent traverser la membrane plasmique et sont pris au piège dans la cellule. L'accumulation se traduit par des niveaux toxiques des molécules inhibitrices de l'ALS. La plus grande partie de la translocation concerne les tissus les plus jeunes tels que les tissus méristématiques primaires et secondaires et après quelques jours de traitement, une grande partie de la translocation cesse éventuellement à cause de l'effet herbicide sur la synthèse des acides aminés (**Wright et al., 2015**).

Azimi et al., (2014) révèlent que l'augmentation de la concentration des herbicides Nicosulfuron et Rimsulfuron dans le sol, cause l'augmentation du taux d'inhibition de tous les caractères mesurés lors de leur étude, tels que : le poids sec/frais et la longueur moyenne des racines et des tiges. Les travaux de **Izadi et al., (2012)** indiquent aussi que le taux de croissance et de survie des tiges et des racines des plantes est significativement influencé par les résidus des herbicides Nicosulfuron et Rimosulfuran.

La persistance des herbicides dans le sol, comme celle de toute molécule active, peut être indiquée par leur temps de demi-vie (t_{50}). Cette valeur détermine le temps que met une substance, pour perdre la moitié de son activité. Pour les sulfonyles, la persistance dans le sol est strictement reliée aux variations de la température et du pH. Ces deux facteurs déterminent le type de dégradation, qui peut avoir lieu (biotique ou abiotique) et par conséquent la durée de vie de la molécule active.

La dégradation chimique des sulfonyles est plus importante dans les sols acides que dans les sols à $\text{pH} > 7$ (**Beyer et al., 1988; Brown, 1990**). Ainsi, sous certaines conditions (sols alcalins, hors de la période de pluie) les sulfonyles peuvent persister assez longtemps et par conséquent porter atteinte aux plantes non visées (**Beyer et al., 1988**).

Les conditions physicochimiques ne sont pas les seules à influencer la persistance des sulfonyles, la dose d'utilisation y joue un rôle très important. L'étude de la persistance du sulfosulfuron a révélé qu'à des doses de 25-50g/ha, l'herbicide n'est plus détecté au niveau des couches superficielles du sol après 150 jours alors qu'il dépasse 200 jours à une dose de 100g/ha (**Sondhia et Singhai, 2008**).

D'une façon générale, tout polluant organique connaît une série de transformations au cours de sa migration dans le sol. Ces transformations peuvent conduire à la formation de sous-produits de nature et de structure variable (molécules plus petites que les molécules parentes ou de structure différente). Elles peuvent aussi être issues de phénomènes biotiques ou abiotiques tels que l'oxydation, la réduction, l'hydrolyse et la photolyse.

Les sulfonyles, quant à eux, semblent subir deux principaux types de dégradation dans le sol. Il s'agit de la dégradation microbienne (biodégradation) et de l'hydrolyse chimique (**Beyer et al., 1988**). La distinction entre les deux processus est très difficile, vu qu'ils interviennent de manière parallèle. Ainsi, un sous-produit de dégradation peut avoir comme origine un processus à la fois biotique et abiotique.

Cependant, des études récentes ont montré que la voie principale de détoxification du sol des sulfonyles est la dégradation microbienne (**Sarmah et Sabadie, 2002**).

La mobilité excessive et la persistance d'herbicides dans les sols, peuvent entraîner la contamination des eaux souterraines et des effets phytotoxiques pour les cultures sensibles dans la saison suivante. Les sulfonyles sont très actifs dans le sol et certaines cultures en rotation peuvent être sensibles même à des taux faibles de résidus dans le sol (**Walker et Brown, 1982**).

Étant donné que les sulfonyles sont appliqués en post-émergence chez les céréales spécialement le blé, donc la durée entre l'application de l'herbicide et la plantation suivante est très courte, ce qui cause des effets négatifs sur les cultures en rotation avec le blé. Ceci est confirmé par les travaux de **Kaur et Brar, (2014)**, qui montrent qu'il n'est pas sûr de cultiver le maïs en rotation après l'application des herbicides sulfonyles sur le blé, suite à l'observation des effets significatifs sur la croissance et le rendement du maïs, au cours des années, en manque de précipitations.

Les cultures se diffèrent en leur réponse aux résidus d'herbicides sulfonylurées utilisés dans les cultures de céréales, c'est pourquoi il est important de choisir soigneusement l'espèce de cultures destinée à la plantation en rotation avec des céréales. Il est important de noter que la dégradation de ces herbicides, est liée à de nombreux facteurs y compris les conditions climatiques et les caractéristiques du sol, et ces facteurs doivent être pris en considérations dans le dosage précis (**Mansoori *et al.*, 2012**).

Enfin les doses résiduelles correspondantes ou pas avec les normes, créent un risque certain pour le consommateur. Un contrôle permanent et régulier des résidus s'avère indispensable.

Conclusion
Conclusion
et
Perspectives

CONCLUSION

À l'issue de ce travail de recherche, nous pouvons alors répondre aux questions que nous nous sommes posées dans notre problématique de recherche.

En effet, l'application des différentes concentrations des deux produits sulfonylurées, le Cossack^{OD} et le Sekator^{OD} sur les deux génotypes de *T.durum* « Semito » et « Cirta », provoquent des effets divers sur le plan germinatif, morphométrique, physiologique et biochimique.

Les deux herbicides utilisés, perturbe le processus de la germination, en réduisant le pourcentage de grains germés, l'indice et la vitesse de la germination avec un effet dose dépendant. En plus, nous avons remarqué que le Sekator affecte la germination de la variété Semito plus que le Cossack. Ce dernier a un effet négatif sur la germination de Cirta par rapport au Sekator. L'altération de la germination résulte en particulier d'une difficulté d'hydratation des tissus, c'est à dire la difficulté de la pénétration de la molécule d'eau, dans les graines, de telle sorte, que l'ajustement osmotique, ne soit pas réalisé d'une façon favorable.

Les difficultés exprimées par les graines, pour l'absorption d'eau lors des traitements herbicides, affectent négativement le déroulement de la multiplication et de la croissance cellulaire. La phase de germination se termine après l'apparition de la radicule primaire et d'un coléoptile qui se transforme en tigelles après quelques jours. Les deux sulfonylurées ne semblent pas avoir des effets significatifs sur le nombre moyen de racines chez les deux variétés de blé dur.

Cependant, les résultats obtenus, montrent que le Cossack et le Sekator, provoquent un retardement de croissance caractérisé par la diminution de la longueur des racines, la longueur des tigelles, la longueur de la première feuille, avec un effet dose dépendant par rapport au témoin.

L'altération de la croissance des plants de blé, perturbe les fonctions physiologiques de la plante telle que l'absorption d'eau. Effectivement, la teneur relative en eau des feuilles diminue chez les deux génotypes de *T.durum*, après l'application des deux herbicides. Cette diminution du taux d'hydratation, invite la plante à réduire les pertes en eau par évapotranspiration en réduisant la surface foliaire.

D'une manière générale, la chlorophylle semble être affectée aussi par les deux herbicides appliqués. Cette perturbation dans les teneurs moyennes en chlorophylles *a*, *b* et *a+b*, chez ces végétaux, explique l'atténuation de l'activité photosynthétique. Chez la variété Semito, c'est le Sekator qui a l'effet le plus fort, contrairement à la variété Cirta où avec le Cossack, nous avons enregistré les plus faibles moyennes en chlorophylles.

Le traitement avec les différentes concentrations des produits phytosanitaires, le Cossack et le Sekator, chez les deux variétés Semito et Cirta, entraîne une diminution progressive de la respiration chez les deux plantes comparativement au témoin. Les valeurs enregistrées révèlent que le Sekator est l'herbicide qui a le plus fort effet sur l'intensité respiratoire.

Parmi les effets biochimiques enregistrés, suite aux traitements par les inhibiteurs de l'acétolactate synthétase, nous observons une diminution de la teneur en protéines totales dû à l'induction de la protéolyse, afin de compenser les acides aminés dont la synthèse a été inhibée par ces herbicides. Le Sekator a un effet plus intense sur la diminution de la teneur en protéines spécialement chez la variété Cirta.

L'ensemble des changements physiologiques et biochimiques engendrés par ces pesticides, induit un état de stress chez les plants de blé. Sous ces conditions de stress, les plantes peuvent présenter des niveaux accrus de certains composés. Selon la littérature, une accumulation de la proline dans les feuilles, est une réponse aux différents stress.

L'accumulation de proline est accompagnée par l'accumulation des sucres solubles chez les deux cultivars de blé. L'accumulation des sucres solubles aide à protéger les membranes et les protéines contre la déshydratation.

Les résultats concernant les teneurs en proline et les teneurs en sucres solubles indiquent que l'accumulation de ces osmoprotectants, chez la variété Semito et la variété Cirta, est fortement marquée lors du traitement par le Sekator.

L'étude des biomarqueurs antioxydants de stress de types enzymatiques et non enzymatiques, nous a permis de mettre en évidence la manifestation d'un stress oxydatif, suite à l'application des sulfonilurées chez les deux variétés de *T.durum*. Les effets de ces produits phytosanitaires sur la croissance et les fonctions physiologiques et biochimiques de la plante, causent une surproduction des ROS. L'accumulation des ROS causent des dommages en oxydant les pigments photosynthétiques, les membranes, les lipides, les protéines et les acides nucléiques. Face à cette situation alarmante, la plante entre dans un état de défense en stimulant plusieurs activités enzymatiques. Parmi ces enzymes, nous avons analysé l'activité catalase, l'activité ascorbate peroxydase et l'activité glutathion-s-transférase.

Les résultats obtenus montrent une stimulation de ces trois activités avec un effet dose dépendant, chez la Semito et la Cirta, suite aux deux traitements appliqués.

Cependant, nous avons remarqués des variations entre le Cossack et le Sekator, concernant cette induction enzymatiques. La dégradation de Cossack au sein de la plante dépend principalement de l'activité Catalase et de l'activité ascorbate peroxydase. Par contre, la dégradation du Sekator, implique fortement l'activité glutathion-s-transférase.

Nous avons aussi noté, une diminution de la teneur du Glutathion réduit (GSH), ce qui pourrait être expliqué par son implication dans la régénération de l'acide ascorbique, via le cycle ascorbate-glutathion, conduisant à un changement dans le degré d'oxydation du glutathion cellulaire. Cette diminution est plus forte lors du traitement avec le Sekator qu'avec le Cossack.

L'augmentation de la teneur en Malondialdéhyde, un précurseur de la peroxydation des lipides membranaires, suite à l'application des sulfonilurées chez *T.durum*, montrent la formation des radicaux libres qui endommagent irréversiblement les membranes cellulaires.

Chez la variété Semito, les plus hautes valeurs des teneurs en MDA sont enregistrées lors du traitement par le Sekator, alors que chez la variété Cirta, elles sont enregistrées lors de l'application du Cossack.

Suite aux différents changements observés lors de l'application de ces herbicides inhibiteurs de l'acétolactate synthase, nous nous sommes intéressés à étudier leur effets sur l'anatomie des racines et des feuilles de blé dur.

Les coupes histologiques des racines et des feuilles témoins, présentent une anatomie typique des monocotylédones. Cependant, l'observation microscopiques des coupes transversales chez les racines et les feuilles des traités, révèlent la présence des dommages aux niveaux cellulaires ainsi que plusieurs signes d'adaptation.

Les inhibiteurs de l'ALS, ont provoqué un élargissement du diamètre des racines des plantes traités, avec une diminution du nombre des faisceaux conducteurs, et des variations dans le diamètres de la stèle, et un élargissement du cortex dû au gonflement des cellules du parenchyme cortical et de la diminution de leur nombre, ainsi que leur éclatement.

Les changements anatomiques induits chez les deux variétés de *T.durum*, exposées aux deux produits herbicides le Cossack et le Sekator, montrent un épaississement des feuilles, des variations dans l'épaisseur de l'épiderme ventral, de l'épiderme dorsal, une augmentation du diamètre de la nervure principale (longueur et largeur), une variation dans le diamètre des nervures secondaires, due à l'alternance de grands et de petits faisceaux trouvés sur chaque côté du faisceau principal central. Un élargissement des cellules du mésophile et des cellules de la gaine fasciculaire.

Pour mieux comprendre le comportement de ces sulfonilurées chez les plants de blé, nous avons essayé de mettre en évidence la bioaccumulation et la dégradation de ces molécules en analysant leurs résidus par la chromatographie liquide couplée à la spectrophotométrie de masse en tandem.

Les résultats obtenus, confirment la présence de résidus des différentes substances actives, des deux produits sulfonilurées chez les deux génotypes de blé. En effet, la variété Semito semble être plus sensible au deux herbicides par rapport à la variété Cirta.

La bioaccumulation de ces sulfonilurées, chez les plants de blé dépend majoritairement de la persistance de ces molécules dans le sol, et la capacité de leur absorption par le système racinaire de la plante. Le phytoprotecteur Méfenpyrdiéthyl joue un rôle important dans la dégradation de ces molécules herbicides. Les taux de résidus enregistrés chez les traités sont supérieurs à la limite de quantification qui est de 0,01 ppm et aussi supérieur à la LMR qui est de l'ordre de 0,01 mg/kg.

Enfin, notre étude souligne que la sensibilisation de nos agriculteurs devrait s'interroger sur les dommages des produits chimiques, en particulier ceux qui se déposent et persistent dans le sol, car l'agriculteur utilise ces produits chimiques pour prévenir les maladies émergentes et, par conséquent, augmenter la production et le rendement agricole.

Perspectives

Au terme de cette étude, plusieurs points importants restent à préciser. Il serait en effet intéressant de réaliser une étude moléculaire et cytogénétique, pour examiner en détail la structure cellulaire et apprendre comment ces herbicides sulfonilurées affectent le métabolisme cellulaire chez les plantes en utilisant des produits radio-marqués.

Une étude de l'effet de ces herbicides en plein champ, et sous certaines conditions climatiques doit être prise en considération, en tenant compte des pratiques agricoles et des doses homologuées par l'institut national de la protection des végétaux. Aussi, une mise en valeur de la rémanence du produit et du type de culture en rotation doit être respectée. Ce sera bel et bien un défi intéressant et aussi important.

Une étude devrait aussi être réalisée sur d'autres végétaux, beaucoup plus sensibles que le blé et sur une végétation non cible.

Il serait très intéressant de compléter ce travail de recherche par le suivi de l'évolution de ces produits herbicides dans le sol, en évaluant l'impact des procédés de transformation éventuels et leurs conséquences sur la nature des métabolites.

Références
Références

Bibliographiques
Bibliographiques

Références bibliographique

- **Abbassenne, F., Bouzerzour, H., Hachemi, L. 1998.** Phénologie et production du blé dur (*Triticum durum* Desf.) en zone semi-aride. *Ann. Agron. INA*, (18): 24-36.
- **Abdelgawad, H., Peshev, D., Zinta, G., Van den Ende, W., Janssens, I.A. and Asard H. 2014.** Climate extreme effects on the chemical composition of temperate grassland species under ambient and elevated CO₂: A comparison of fructan and non-fructan accumulators. *PLoS One* 9, e92044.
- **Abedi, T. and Pakniyat, H. 2010.** Antioxidant enzyme changes in response to drought stress in ten cultivars of oilseed rape (*Brassica napus* L.). *Czech Journal of Genetics and Plant Breeding, Slezská*, v. 46, n. 1, p. 27-34.
- **Abhauer, J. 1990.** Pesticide residues-Determination and evaluation in food and environment Pesticide chemistry. *VCH*, New York. 361-372.
- **Abreu, H.S., Maria, M.A. and Reis, J.L. 2001.** Dual oxidation ways toward lignin evolution. *Florestae Ambiente*, vol. 8, p. 207-210.
- **Agostinetto, D., Perboni, L.T., Langaro, A.C., Gomes, J., Fraga, D.S. and Franco, J.J. 2016.** Changes in photosynthesis and oxidative stress in wheat plants submitted to herbicides application. *Planta Daninha, Viçosa-MG*, v. 34, n. 1, p. 1-9.
- **ACTA, Association de coordination technique agricole, 2004.** Index phytosanitaire. 751p.
- **A-H-Mackerness, S., Surplus, S.L., Blake, P., John, C.F., Buchanan-Wollaston, V., et al., 1999.** Ultraviolet-B induced stress and changes in gene expression in *Arabidopsis thaliana*: role of signaling pathways controlled by jasmonic acid, ethylene and reactive oxygen species. *Plant Cell Environ*, 22: 1413–1423.
- **Aktaş, T., Yılmaz, G., Dane, F. and Bakar, E. 2007.** Demonstration of the effects of Raxil (tebuconazole) on the cell wall (glycocalix) of the root tip cells in onion (*Allium cepa* L.) using Alcian blue. *Fresenius Environmental Bulletin*, 16: 817–820.
- **Alayat, A., Souiki, L., Djebbar, M.R., Boumedris, Z.E., Moumeni, O. and Berrebbah, H. 2015.** Cadmium Stress Induced Changes in Antioxidant Enzymes, Lipid Peroxidation and Hydrogen Peroxide Contents in Barley Seedlings. *Advance Journal of Food Science and Technology*, 9(7): 507-513.
- **Albouchi, A., Bejaoui, Z. And HediAouni, M. 2003.** Influence of moderate or severe water stress on growth of seedlings *Casuarina glauca* Sieb. *Science and Global Change, Drought*, vol. 14, no. 3, pp.137–142.
- **Aleai, M., Zaefizadeh, M., Khayatnezhad, M., Alaei, Z. and Alaei, Y. 2010.** Evaluation of Germination Properties of Different Durum Wheat Genotypes under Osmotic Stress. Islamic Azad University-Ardabil Branch, Ardabil, Iran. *Middle-East Journal of Scientific Research*, 6 (6): 642-646.
- **Al-Ghamdi, A.A. 2009.** Evaluation of oxidative stress tolerance in two wheat (*Triticum aestivum* L.) cultivars in response to drought. *Int J Agric Biol*, 11:7-12.
- **Alia, K.V.S.K., Prasad, P. and Pardha, S. 1995.** Effect of zinc on free radicals and proline in brassica and cajanus. *Phytochemistry*, 39(1) : 45-47.
- **Alscher, R.G., Donahue, J.L. and Cramer, C.L. 1997.** Reactive oxygen species and antioxidants: relationships in green cells. *Physiology Plantarum*. 100: 224-233.

- **Amiard, V., Morvan-Bertrand, A., Billard, J.P, Huault, C., Keller, F. et Prud'homme MP. 2003a.** Fructans, but not the sucrosyl-galactosides, raffinose and loliose, are affected by drought stress in perennial ryegrass. *Plant Physiology* 132, 2218-2229.
- **Amiard, V., Morvan-Bertrand, A., Billard, J.P., Huault, C. et Prud'homme MP. 2003b.** Fate of fructose supplied to leaf sheaths after defoliation of *Lolium perenne* L.: assessment by ¹³C fructose labelling. *Journal of Experimental Botany* 54, 1231-1243.
- **Anastassiades, M., Lehotay, S.J., Stajnbaher, D. and Schenck, F.J. 2003.** Fast and easy multi-residue method employing acetonitrile extraction/partitioning and "dispersive solid-phase extraction" for the determination of pesticide residues in produce. *JAOAC Int.* 86, 2, 412-431.
- **Anderson, J.V. and Davis, D.G. 2004.** Abiotic stress alters transcript profiles and activity of glutathione S-transferase, glutathione peroxidase, and glutathione reductase in *Euphorbia esula*. *Physiol. Plant*, 120: 421-433.
- **Anderson, P. and Hibberd, K. 1985.** Evidence for the interaction of an imidazolinone herbicide with leucine, valine, and isoleucine metabolism. *Weed Sci*, 33: 479–483.
- **Anger, J.P. and Kintz, P. 2009.** Difficultés analytiques de la caractérisation des pesticides dans le sang. *Annales de Toxicologie Analytique*, 21(3): 131-141.
- **Anjum, N.A., Aref, I.M., Duarte, A.C., Pereira, E., et al. 2014a.** Glutathione and proline can coordinately make plants withstand the joint attack of metal (loid) and salinity stresses. *Front Plant Sci*, 5:662.
- **Anjum, N.A., Gill, S.S., Gill, R., Hasanuzzaman, M., Duarte, A.C., et al. 2014b.** Metal/metalloid stress tolerance in plants: role of ascorbate, its redox couple, and associated enzymes. *Protoplasma*, 251:165–1283.
- **Anonyme, 2000.** Document obtenu sur le site Cirad du réseau <http://agroecologie.cirad.fr>.
- **Anses, 2013.** Dossier n° 2011-0096 – CHEKKER AMM n° 9900202. de l'Agence nationale de sécurité sanitaire de l'alimentation, de l'environnement et du travail relatif à une demande d'autorisation de mise sur le marché de la préparation CHEKKER, de la société Bayer S.A.S., à base d'amidosulfuron, d'iodosulfuron-méthyl-sodium et de méfenpyr-diéthyl, après approbation de l'amidosulfuron au titre du règlement (CE) n°1107/2009.
- **Anses, 2014.** Dossiers n° 2012-0867, 2012-0868 ARCHIPEL DUO, ALOES DUO dossiers liés 2014-0378, 2014-0389. Avis de l'Agence nationale de sécurité sanitaire de l'alimentation, de l'environnement et du travail relatif à une demande d'autorisation de mise sur le marché de la préparation ARCHIPEL DUO et son identique ALOES DUO, à base de mesosulfuron-méthyl, d'iodosulfuron-méthyl-sodium et de méfenpyr-diéthyl de la société Bayer S.A.S.
- **Aoumeur, H, 2012.** L'effet stressant du plomb sur la croissance du radis « *Raphanus sativus* L. » : Reponse physiologiques, biochimiques et efficacité potentielle du phyto remédiation. Mémoire de Magister. Université d'Oran, 153p.
- **Apel, K. and Hirt, H. 2004.** Reactive oxygen species: Metabolism, oxidative stress, and signal transduction. *Annu. Rev. Plant Biol.*, vol. 55, p. 373-399.
- **Arabet, D. 2014.** Effets d'un herbicide de la famille des sulfonylurées sur la communauté bactérienne d'un sol agricole, étude de cas : le Chevalier OnePass. Thèse de doctorat. Université de Constantine 1. Algérie.
- **Arbach, G. 2012.** Library Briefing. Pesticide Legislation in the EU. Toward sustainable use of plant protection products. European Parliament. Source: [http://www.europarl.europa.eu/RegData/bibliotheque/briefing/2012/120291/LDM_BRI\(2012\)120291_REV1_EN.pdf](http://www.europarl.europa.eu/RegData/bibliotheque/briefing/2012/120291/LDM_BRI(2012)120291_REV1_EN.pdf)

- **Arbona, V., Hossain, Z., López-Climent, M.F., Pérez-Clemente, R.M. and Gómez-Cadenas, A. 2008.** Antioxidant enzymatic activity is linked to waterlogging stress tolerance in citrus. *Physiologia Plantarum*, 132(4), 452–466.
- **Archbold, H.K. 1940.** Fructosans in the monocotyledons. A review. *New Phytologist*, 39, 185-219.
- **Argueso, C.T., Ferreira, F.J. and Kieber, J.J. 2009.** Environmental perception avenues: the interaction of cytokinin and environmental response pathways. *Plant, Cell and Environment* 32, 1147-1160.
- **Armendariz, O., Gil-Monreal, M., Zulet, A., Zabalza, A. and Royuela, M. 2015.** Both foliar and residual applications of herbicides that inhibit amino acid biosynthesis induce alternative respiration and aerobic fermentation in pea roots. *Plant Biology*, 18; 382–390 © 2015 German Botanical Society and the Royal Botanical Society of the Netherlands.
- **Asada, K. 1992.** Ascorbate peroxidase—a hydrogen peroxide-scavenging enzyme in plants. *Physiol. Plant.* 85, 235–241.
- **Asada, K. 1994.** Production and action of active oxygen species in photosynthetic tissues. Causes of Photooxidative Stress and Amelioration of Defence Systems in Plants. C. H. Foyer and P. M. Mullineaux. Boca Raton, *CRC Press*: 77-104.
- **Asada, K. 2006.** Production and scavenging of reactive oxygen species in chloroplasts and their functions. *Plant Physiology* 141, 391-396.
- **Ateeq, B., Abulfarah, M., Niamat Ali, M., Ahmad, W. 2002.** Induction of micronuclei and erythrocyte alterations in the catfish *Clarias batrachus* by 2,4 dichlorophenoxyacetic acid and butachlor. *Mutation Research.* 518, 135-144.
- **Aubertot, J.N., Barbier, J.M., Carpentier, A., Gril, J.J, Guichard, L., Lucas, P. et al., 2005.** Pesticides, agriculture et environnement : réduire l'utilisation des pesticides et limiter leurs impacts environnementaux. Rapport d'expertise scientifique collective, INRA-CEMAGREF (France). 902 p.
- **Austruy, A. 2012.** Aspects physiologiques et biochimiques de la tolérance à l'arsenic chez les plantes supérieures dans un contexte de phytostabilisation d'une friche industrielle. Thèse de doctorat. École Doctorale Science de la vie, santé, agronomie, environnement. Université s'Auvergne.
- **Azevedo, R.A. et al. 1998.** Response of antioxidant enzymes to transfer from elevated carbon dioxide to air and ozone fumigation, in the leaves and roots of wild-type and a catalase-deficient mutant of barley. *Physiol. Plant.*, v. 104, n. 2, p. 280-292.
- **Azimi, M., Ramezani, Md.K. and Alimoradi, L. 2014.** Investigation of Phytotoxicity and Stability of Residuals, Nicosulfuron and Rimsulfuron on Wheat Grown on Two Soil Types. *Int. J. Adv. Biol. Biom. Res.*, 2014; 2 (7), 2259-2263.
- **Bahlouli, F., Bouzerzour, H. et Benmahammed, A. 2008.** Effets de la vitesse et de la durée du remplissage du grain ainsi que de l'accumulation des assimilats de la tige dans l'élaboration du rendement du blé dur (*Triticum durum* Desf.) dans les conditions de culture des hautes plaines orientales d'Algérie. *Biotechnol. Agron. Soc. Environ*, 12(1): 31-39.
- **Bajji, M., Lutts, S. & Kinet, J.M. 2001.** Water deficit effects on solute contribution to osmotic adjustment as a function of leaf ageing in three durum wheat (*Triticum durum* Desf.) cultivars performing differently in arid conditions. *Plant Sci.* 160 : 669 -681p.
- **Baker, M.E. 2005.** Xenobiotics and the evolution of multicellular animals: emergence and diversification of ligand-activated transcription factors. *Integrative and Comparative Biology*, 45, 172-178.

- **Baldy, C., Ruelle, P. et Fernandes, A. 1993.** Résistance à la sécheresse du sorghograin en climat méditerranéen. *Sécheresse*, (4) : 85-93.
- **Barbosa, L.C.A., Maltha, C.R.A., Lage, M.R., Barcelos, R.C., Donà, A., Carneiro, J.W.M., and Forlani, G. (2012).** Synthesis of Rubrolide Analogues as New Inhibitors of the Photosynthetic Electron Transport Chain. *J. Agric. Food Chem.* 60, 10555–10563.
- **Baril, A., Whiteside, M. and Boutin, C. 2005.** Analysis of a database of pesticide residues on plants for wild life risk assessment. *Environmental toxicology and chemistry.* 24: 360-371. 23.
- **Barrett, M. 1995.** Metabolism of herbicides by cytochrome P450 in corn. *Drug Metabolism and Drug Interactions*, 12(3-4), 299–315.
- **Barrs, H. 1968.** Determination of water deficit in plant tissues. In: *Water Deficit and Plant Growth*. Koslowski T. *Academy Press*. New York. 235-368 p.
- **Bartels, D. and Nelson, D. 1994.** Approaches to improve stress tolerance using molecular genetics. *Plant Cell Environmental.* 17: 659-670.
- **Bartoli, C.G. 2004.** Mitochondria are the main target for oxidative damage in leaves of wheat (*Triticum aestivum* L.). *Journal of Experimental Botany*, 55(403), 1663–1669.
- **Baxter, A., Mittler, R., Suzuki, N. 2014.** ROS as key players in plant stress signalling. *Journal of Experimental Botany*, 65, 1229-1240.
- **Bayer Crop Sciences, 2007.** Fiche données de sécurités conformément au règlement (CE) N°1907/2006. Version 1 / EU. Produit Sekator.
- **Bayer Crop Sciences, 2011.** Fiche données de sécurités conformément au règlement (CE) N°1907/2006. Version 1 / EU. Produit Cossack.
- **Belagrouz, A., 2013.** Analyse du Comportement du Blé Tendre, Variété El WIFAK (*Triticum aestivum* L.) Conduite en Labour Conventionnel, Travail Minimum et Semis Direct Sur Les Hautes Plaines Sétifiennes. Magister de l'Université Ferhat Abbas Sétif. Algérie.
- **Belahcene, N., Mouaïssia, W., Zenati, N. and Djebbar, M.R. 2015.** Study of the effect of oxidative stress caused by a systemic herbicide Cossack on durum WHEAT (*Triticum durum* Desf.). *International Journal of Innovation and Scientific Research* ISSN 2351-8014 Vol. 14 No. 1 Mar. 2015, pp. 104-111.
- **Belaid, D., 1996.** Aspect de la céréaliculture, Algérien. Office des publications universitaires. Alger. 208p.
- **Belz, R.G, Duke, S.O. 2014.** Herbicides and plant hormesis. *Pest Management Science* 70, 698-707.
- **Benderradji, L., Hadji, N., Kellou, K., Benniou, R. and Brini, F. 2016.** Effet du NaCl et PEG 6000 sur le comportement morpho-physiologique et biochimique des variétés de blé dur et tendre cultivées *in vitro* en milieu hydroponique. *Revue Agriculture. Numéro spécial 1*, 278 - 286
- **Ben-Hammouda, M., Ghorbal, H., Kremer, R. and Oueslati O. 2001.** Allelopathic effects of barley extracts on germination and seedlings growth of bread and durum wheats. *Agronomy* 21, INRA, p. 65-71.
- **Bes, C. 2008.** Phytoremédiation des sols d'un site de traitement du bois contaminés par le cuivre, Thèse de l'Université de Bordeaux I, 299 p.
- **Beyer, E.M., Duffy, M.F., Hay, J.V. and Schlueter, D.D. 1988.** Sulfonylurea. In *Herbicides: Chemistry, Degradation, and Mode of Action*, P.C. Kearney, and D.D. Kaufman, eds. (New York), 117–183 p.

- **Bienert, G.P., Møller, A.L.B., Kristiansen, K.A., Schulz, A., Møller, I.M., Schjoerring, J.K. and Jahn, T.P. 2007.** Specific aquaporins facilitate the diffusion of hydrogen peroxide across membranes. *J. Biol. Chem.* 282, 1183–1192.
- **Bilang, K., Widersten, M., Engström, A., Kozarich, J.H. and Mannervik, B. 1993.** Detoxification of base propenals and other α,β -unsaturated aldehyde products of radical reactions and lipid peroxidation by human glutathione transferases. *Proc. Natl. Acad. Sci. USA* 91:1480-1484.
- **Binzel, M.L., Hess, F.D., Bressan, R. and Hasegawa P.M. 1988.** Intracellular compartmentation of ions in salt adapted tobacco cells, *Plant Physiol.* 86: 607–614.
- **Blanc-Lapierre, G.A., Bouvier, G., Garrigou, A., Canal-Raffin, M., Raheison, C., Brochard P. et al., 2012.** Effets chroniques des pesticides sur le système nerveux central : état des connaissances épidémiologiques. *Epidémiologie et de Santé Publique*, (60) : 389–400.
- **Blasco, C., Fernandez, M., Pico, Y., Font, G. and Manes, J. 2002.** Simultaneous determination of imidacloprid, carbendazim, methiocarb and hexythiazox in peaches and nectarines by liquid chromatography-mass spectrometry. *Anl Chim Acta.* 461(1): 109-116.
- **Blokhina, K.J.M., Van der Zaal, B.J., Velterop, J., Quint, A.B., Mennes, A.M., Hooykaas, P.J. and Libbenga, K.R. 2003.** Further characterization of expression of auxin-induced genes in tobacco (*Nicotiana tabacum*) cell-suspension cultures. *Plant Physiol* 102: 513-520.
- **Blum, A. 2005.** Drought resistance, water-use efficiency, and yield potential are they compatible, dissonant, or mutually exclusive? *Australian Journal of Agricultural Research* (56) : 1159–1168.
- **Blumand, A. and Johnson, J.W. 1993.** Wheat cultivars respond differently to a drying top soil and a possible non-hydraulic root signal, *Journal of Experimental Botany*, vol.44, no.7, pp. 1149–1153.
- **Bolano, J.A. and Hsiao, T.C. 1991.** Photosynthesis and respiratory characterisation of field grown tomato. *Photosynthesis Respirarat*, 28: 21-32.
- **Bolwell, G.P. and Wojtaszek, P. 1997.** Mechanisms for the generation of reactive oxygen species in plant defence – A broad perspective. *Physiological and Molecular Plant*, 51, 347–366.
- **Bonde, J.P., Toft, G., Rylander, L., Rignell-Hydbom, A., Giwercman, A., Spano, M., Manicardi, G.C., Bizzaro, D., Ludwicki, J.K., Zvyezday, V., Bonefeld-Jorgensen, E.C., Pedersen, H.S., Jonsson, B.A. and Thulstrup, A.M. 2008.** Fertility and markers of male reproductive function in Inuit and European populations spanning large contrasts in blood levels of persistent organochlorines. *Environ Health Perspect* 116: 269-277.
- **Bonjean, A. et Picard, E. 1990.** Les céréales à paille : origine, histoire, économie, sélection. Softword – Groupe ITM, Paris, 208 p.
- **Bordas, B.; Komives, T.; Szanto, Z.; Lopata, A., 2000.** Comparative three-dimensional quantitative structure-activity relationship study of safeners and herbicides. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 48, 926–931.
- **Boscoloa, P., Menossib, M. and Renato Jorgea, A. 2003.** Aluminium-induced oxidative stress in maize. *Phytochemistry*, 62: 181-189.

- **Bouchabké, O., Tardieu, F. and Simonneau, T. 2006.** Leaf growth and turgor in growing cells of maize (*Zea mays* L.) respond to evaporative demand under moderate irrigation but not in water-saturated soil. *Plant, Cell and Environment*, vol.29, no. 6, pp. 1138–1148.
- **Bouchelaghem, S., Djebbar Berrebbah, H. and Djebbar, M.R, 2011.** The impact of dust emits by the steel complex of El Hadjar (ANNABA) on two biological models: Mousses and lichens. *African Journal of Biotechnology* Vol. 10(18), 3574-3578
- **Bousba, R., Ykhlef, N. and Djekoun, A. 2009.** Water use efficiency and flag leaf photosynthetic in response to water deficit of durum wheat (*Triticum durum* Desf). *World Journal of Agricultural Sciences* 5. 5: 609 -616 p.
- **Bouzerzour, H. 1990.** Les caractéristiques des variétés d’orge destinées aux hauts Plateaux Sétifiens. *Céréaliculture*, (23): 9-15.
- **Bouziani, M. 2007.** L’usage immodéré des pesticides : de graves conséquences sanitaires. *Le guide de la médecine et de la santé en Algérie*. Santemagreb.com, 4 p.
- **Bowne, J.B., Erwin, T.A., Juttner, J., et al. 2012.** Drought responses of leaf tissues from wheat cultivars of differing drought tolerance at the metabolite level, *Molecular Plant*, vol.5, no. 2, 418– 429.
- **Bozzini, A. 1988.** Origin, distribution and production of durum wheat in the world. In Fabriani G. & Lintas C. (éd). *Durum: Chemistry and Technology*. AACC (Minnesota). États-Unis : 1-16 p. Brochure, 8 p.
- **Bradford, M.M. 1976.** A rapid and sensitive method for the quantitation of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye binding. *Anal Biochem* 72: 248-254.
- **Braga, L.F., Marcilio, P., Leonardo, S., Ferreira, C., Delachiave, M.E., Cataneo, A.C., and Braga, J.F. 2009.** Proline level and amylase and ascorbate peroxydase activity in the germination of *Plantago ovata* forsk (Plantaginaceae) seeds. *ARPJN Journal of Agricultural and Biological Science* .VOL. 4, NO. 6.
- **Brown, H.M. 1990.** Mode of action, crop selectivity, and soil relations of the sulfonylurea herbicides. *Pestic. Sci.* 29, 263–281.
- **Brunel, S. et Tison, J. 2005.** Study on invasive plants in the Mediterranean Basin. *Rencontre Environnement*, n° 59 : 49 - 50 p.
- **Cakmak and Horst, W.J. 1991:** Effect of aluminum on lipid peroxidation, superoxide dismutase, catalase and peroxidases activities in root tips of soybean (*Glycine max*), *physiology plant*, 83, .463-468page.
- **Calabrese, E.J, Bachmann, K.A, Bailer, A.J, Bolger, P.M, Borak, J. and Cai, L. 2007.** Biological stress response terminology: Integrating the concepts of adaptive response and preconditioning stress within a hormetic dose-response framework. *Toxicology and Applied Pharmacology*, 222, 122-128.
- **Calvet, R. and Barriuso, E. 1994.** Retention and bioavailability of pesticides in soil. In A. Copin,G., Houins, L., Pussemier and J.F. Salembier : *Environmental behaviour of pesticides and regulatory aspects*. European Study Service, Rixensart, Belgique, 63-71.
- **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. 641 p.

- **Canistro, D., Pozzetti, L., Sapone, A., Broccoli, M., Affatato, A. A., Stradiotti, A., Longo, V., Menichini, P., Barale, R. and Paolini, M., 2008.** Perturbation of murine liver cypsuper family of isoforms by different combinations of pesticide mixtures. *Food and Chemical Toxicology*. 46(1), 34-42.
- **Cao, Y.R., Chen, S.Y. and Zhang, J.S. 2008.** Ethylene signaling regulates salt stress response. *Plant Signaling and Behavior*, 3, 761-763.
- **Casals, M.L. 1996.** Introduction des mécanismes de résistance à la sécheresse dans un modèle dynamique de croissance et de développement du blé dur. Thèse de doctorat de l'INRA Paris Grignon, 93 p.
- **CCLS, Coopérative de Céréales et de Légumes Secs, Fiche variétale, 2012.**
- **CEC, Commission of the European Communities, 2003.** Communication from the commission to the council, the european parliament, the european economic and social Committee and the committee of the regions.
- **CEC, Commission of the European Communities, 2007.** Communication from the commission to the council, the european parliament and the council.
- **Cechin, I., Rossi, S.C., Oliveira, V.C. and Fumis, T.F. 2006.** Photosynthetic responses and proline content of mature and young leaves of sunflower plants under water deficit. *PHOTOSYNTHETICA* .44 (1): 143-146p.
- **Cedergreen, N., Olesen, C.F. 2010.** Can glyphosate stimulate photosynthesis? *Pesticide Biochemistry and Physiology*, 96, 140-148.
- **Chamel, A. 1986.** Foliar absorption of herbicides: study of the cuticular penetration using isolated cuticles. *Physiol. Veg.*, 24, 491-508.
- **Chamel, A. and Vitton, N. 1996.** Sorption and diffusion of ¹⁴C -atrazine through isolated plant cuticles. *Chemosphere*, 33, 995-1003.
- **Chatilov, I.S., Charov, A.F. et Ratysova, L.A. 1987.** Activité photosynthétique et productivité du blé d'hiver dans la région central de la zone «nichernozièm» de la Russie. *Publ. Acad. Agricole Tymirazeef*, 1: 13-15.
- **Chen, J.H., Jiang, H.W., Hsieh, E.J., Chen, H.Y., Chien, C.T., Hsieh, H.L. and Lin, T.P. 2012.** Drought and salt stress tolerance of Arabidopsis glutathione S-transferase U17 knockout mutant are attributed to the combined effect of glutathione and abscisic acid. *Plant Physiol*, 158(1): 340-351.
- **Chen, L., Song, Y., Li, S., Zhang, L., Zou, C. and Yu, D. 2012.** The role of WRKY transcription factors in plant abiotic stresses. *Biochim. Biophys. Acta*, 1819, 120–128.
- **Chen, L.M, Lin, C.C., Kao, C.H. 2000.** Copper toxicity in rice seedlings: changes in antioxidative enzyme activities, H₂O₂ level, and cell wall peroxidase activity in roots. *Botanical Bulletin of Academia Sinica*, 41, 99-103.
- **Chennafi, H., Aïdaoui, A., Bouzerzour, H., & Saci, A. 2006.** Yield response of durum wheat (*Triticum durum* Desf.) cultivar Waha to deficit irrigation under semiarid growth conditions. *Asian J. Plant Sci.*, (5): 854-860.
- **Chennafi, H., Bouzerzour, H. et Saci, A. 2008.** Amélioration de l'agriculture pluviale en environnement semi-aride. In: Proceedings du séminaire national sur les contraintes à la production du blé dur en Algérie. Université Chlef, le 29 et 30 novembre 2008, 62-68 p.
- **Chennafi, H., Bouzerzour, H., Aïdaoui, A. et Saci, A. 2005.** Valorisation des apports d'appoint d'eau sur blé dur (*Triticum durum* Desf.) en zone semi-aride: Effets variété et stade d'appoint. In: *Proceedings: Premier Séminaire international sur l'Environnement et ses Problèmes connexes*, Université de Béjaia.

- **Cherta, L., Portoles, T., Beltran, J., Pitarch, E., Mol, J. G. and Hernandez, F. 2013.** Application of gaschromatography-(triple quadrupole) mass spectrometry with atmospheric pressure chemical ionization for the determination of multiclass pesticides in fruits and vegetables. *J.Chromatogr.A* 1314, 224-240.
- **Chiahi, N., Bouloudenine, M., Daira, N.H., Guerfi, N. and Brinis, L. 2016.** L'impact des nanoparticules ZnO sur les paramètres physiologiques et biochimiques chez le blé dur (*Triticum turgidum* ssp. durum). *Journal of new sciences, Agriculture and Biotechnology*, 27(12), 1549-1558.
- **Child, R.D., Summers, J.E, Babij, J., Farrent, J.W. and Bruce, D.M. 2003.** Increased resistance to pod shatter is associated with changes in the vascular structure in pods of a resynthesized *Brassica napus* line. *Journal of Experimental Botany*, 54, 1919-1930.
- **Chimungu, J.G., Brown, K.M. and Lynch, J.P. 2014a.** Reduced root cortical cell file number improves drought tolerance in maize. *Plant Physiol.* 166, 1943–1955.
- **Chimungu, J.G., Brown, K.M. and Lynch, J.P. 2014b.** Large root cortical cell size improves drought tolerance in maize. *Plant Physiol.* 166, 2166–2178.
- **Chnirheb, A. 2012.** Phototransformation des herbicides Mefenpyrdiethyl et l'Amidosulfuron en milieux homogène et hétérogène : étude cinétique et structurale. Thèse de Doctorat. Université Mohammed V- Agdal, Rabat, Maroc.
- **Cho, U.H. and Sohn, J.Y. 2004.** Cadmium induced changes in antioxidative systems, hydrogen peroxide content, and lipid peroxidation in *Arabidopsis thaliana*. *Journal of Plant Biology.* 47, 262-269.
- **Choi, K.J., Yu, Y.G., Hahn, H.G., Choi, J.D., and Yoon, M.Y. 2005.** Characterization of acetohydroxyacid synthase from *Mycobacterium tuberculosis* and the identification of its new inhibitor from the screening of a chemical library. *FEBS Lett.* 579, 4903–4910.
- **CIC., 2008-** Rapport annuel du Conseil International des Céréales "CIC" pour l'année 2008.
- **Cireli, B. and Önür, M.A. 1983.** Stomp 330E (herbisit) uygulamasının Vicia faba yaprak anatomisi üzerine etkileri. *Doğa Bilim Dergisi: Temel Bilimler* 7: 297–307 (in Turkish).
- **Cissé, I., Fall, S.T., Badiane, M., Diop, Y.M.B. et Diouf, A. 2006.** Horticulture et usage des pesticides dans la zone des Niayes au Sénégal. Institut sénégalais de recherches agricoles, Mars. 13 p. Document de travail n°8.
- **Clark, J.M., Norvell, W.A., Clark, F.R. and Buckley, T.W. 2002.** Concentration of cadmium and other elements in the grain of near-isogenic durum lines. *Can. J. Plant Sci./Revue canadienne de phytotechnie.* (82): 27-33 p.
- **Clarke, J.M., McCaig, T.N., DePauw, R.M., Knox, R.E., Ames, N.P., Clarke, F.R., Fernandez, M.R., Marchylo, B.A. et Dexter, J.E. 2005.** « Commander Durum Wheat» *Can. J. Plant.*
- **Claudio, L., 2002.** The Hudson: a river runs through an environmental controversy. *Environ Health Perspect.* 110(4), 184-187.
- **Cluzeau, S., Patunelle, M.C., Lhoutellier, C. 2000.** Index phytosanitaire. Association de coordination technique agricole, ACTA, Paris. 644 p.
- **Cole, D.J. 1994.** Detoxification and activation of agrochemicals in plants. *Pesticide Science*, 42, 209–222. Davies, J.; Caseley, J. C. (1999). Herbicide safeners: a review. *Pesticide Science*, 55, 1043–1058.
- **Coleman, J., Blake-Kalff, M., and Davies E. 1997.** Detoxification of xenobiotics by plants: chemical modification and vacuolar compartmentation. *Trends in Plant Science* 2, 144-151.

- **Corpas, F.J. 2015.** What is the role of hydrogen peroxide in plant peroxisomes? *Plant Biol*, (Stuttg) 17(6):1099–1103.
- **Correa-Aragunde, N., Foresi, N., Delledonne, M. and Lamattina, L. 2013.** Auxin induces redox regulation of ascorbate peroxidase 1 activity by S-nitrosylation/denitrosylation balance resulting in changes of root growth pattern in *Arabidopsis*. *J. Exp. Bot.* 64, 3339–3349.
- **Cotton, J. 2015.** Application de l'analyse métabolomique à la détection ciblée et globale de contaminants organiques dans des matrices agroalimentaires et environnementales par spectrométrie de masse à ultra-haute résolution. Chimie analytique. Université Pierre et Marie Curie - Paris VI, 2015. Français. <NNT : 2015PA066094>. <tel-01166031>
- **Couée, I., Serra, A.A., Ramel, F., Gouesbet, G., Sulmon C. 2013.** Physiology and toxicology of hormone-disrupting chemicals in higher plants. *Plant Cell Reports*. 32, 933-941.
- **Coupe, R.H., Manning, M.A., Foreman, W.T., Goolsby, D.A. and Majewski, M.S. 2000.** Occurrence of pesticides in rain and air in urban and agricultural areas of Mississippi, April- September 1995. *The Science of the Total Environment*, 248, 227-240.
- **Couvreur, A., Dagneaud, G. et Massé, D. 1979.** Les céréales et le froid, perspectives agricoles N°(22) : 12-21 p.
- **Cramer, G.R., Alberico, G.J. and Schmidt, C. 1994.** Leaf expansion limits dry matter accumulation of salt-stressed maize, *Aust. J. Plant Physiol.* (21): 663–674 p.
- **Crépet, A. and Tressou, J., 2009.** Modélisation des Co-Expositions aux Pesticides : une Approche Bayésienne Non paramétrique. 41^{èmes} Journées de Statistique, SFdS, Bordeaux.
- **Cui, K., Xing, G., Liu, X. and Wang, Y. 1999.** Effect of hydrogen peroxide on somatic embryogenesis of *Lycium barbarum* L. *Plant Sci.* 146, 9–16.
- **Cummins, I., Bryant, D.N and Edwards, R. 2009.** Safener responsiveness and multiple herbicide resistance in the weed black-grass (*Alopecurus myosuroides*). *Plant Biotechnology Journal* 7, 807-820.
- **Cummins, I., Cole, J.D. and Edwards, R. 1999.** A role for glutathione transferases functioning as glutathione peroxidases in resistance to multiple herbicides in black-grass. *Plant Journal*. 18: 285-292.
- **Cummins, J. 2009.** Glyphosate Resistance in weeds. Institute of Science in Society. *European Journal of Agronomy*, 31(1): 62-72.
- **D'Autréaux, B. and Toledano, M.B. 2007.** ROS as signalling molecules: Mechanisms that generate specificity in ROS homeostasis. *Nature Reviews Molecular Cell Biology*, 8(10), 813–824.
- **Dagnelie, P., 2009.** Statistique théorique et appliquée. 2^{ème} Edition, Volume 2. De Boeck et Larcier, 734 p.
- **Daily, J.M. 1976.** The Carbon balance of diseased plants, changes in respiration, photosynthesis and translocation. *Encyclopedia of Plant Physiol.*, 4: 450-479.
- **Dal Corso, G., Farinati, S., Maistri, S. And Furini, A. 2008.** How plants cope with cadmium: staking all on metabolism and gene expression. *Journal of Integrative Plant Biology*, vol. 50, p. 1268-1280.
- **Das, K.C., Das, C.K. 2000.** Thioredoxin, a singlet oxygen quencher and hydroxyl radical scavenger: Redox independent functions. *Biochemical and Biophysical Research Communications*, 277, 443-447.

- **Dat, J., Vandenabeele, S., Vranová, E., Van Montagu, M., Inzé, D. and Van Breusegem, F. 2000.** Dual action of the active oxygen species during plant stress responses. *Cellular and Molecular Life Sciences*, 57, 779-795.
- **Dat, J.F., Lopez-Delgado, H., Foyer, C.H. and Scott, I.M. 1998.** Parallel changes in H₂O₂ and catalase during thermotolerance induced by salicylic acid or heat acclimation in mustard seedlings. *Plant Physiol*, 116: 1351–1357.
- **David, M.M., Coelho, D., Bannote, I., and Correira, M.J. 1998.** Leaf age effects on photosynthetic activity and sugar accumulation in droughted and rewatered *Lupinus albus* plants. *Aust. J. physiol.* 25: 299-306.
- **Davies, J. 2001.** Herbicide safeners-Commercial products and tools for agrochemical research. *Pesticide Outlook*. (12): 10 -15.
- **Davies, J. and Caseley, J.C. 1999.** Herbicide safeners: a review. *Pesticide Science*. 55, 1043-1058.
- **Davies, W.J. and Bacon, M.A. 2003.** Adaptation of roots to drought. In H Kroon, EJW Visser, eds, *Root Ecology*, Vol 168. Springer, Berlin, 173–192.
- **De Prado, R., Lopez-Martinez, N., Gonzalez-Gutierrez, J. 2000.** Identification of two mechanisms of atrazine resistance in *Setaria faberi* and *Setaria viridis* biotypes. *Pesticide Biochemistry and Physiology*, 67, 114-124.
- **De Wever, S., 2003.** Apports diffus d'origine agricole. Rapport de DESS « Environnement, Sols, Eaux Continentales et Marines », Université de Rouen. 31 p.
- **Del Rio, L.A. 2006.** Reactive oxygen species and reactive nitrogen species in peroxisomes. production, scavenging, and role in cell signaling. *Plant Physiology*, 141, 330-335.
- **Del Río, L.A. 2015.** ROS and RNS in plant physiology: an overview. *JExp Bot*, 66(10):2827–2837.
- **Del Rio, L.A., Sandalio, L.M., Altomare, D.A. and Zilinskas, B.A. 2003.** Mitochondrial and peroxisomal manganese superoxide dismutase: differential expression during leaf senescence. *Journal of Experimental Botany*, 54(384): 923-933.
- **DellaPenna, D., Pogson, B.J. 2006.** Vitamin synthesis in plants: tocopherols and carotenoids. *Annual Review of Plant Biology*, 57, 711-738.
- **Délye, C. 2013.** Unravelling the genetic bases of non-target-site-based resistance (NTSR) to herbicides: a major challenge for weed science in the forthcoming decade. *Pest Management Science*, 69, 176-187.
- **Délye, C., Michel, S., Bérard, A., Chauvel, B., Brunel, D., Guillemin, J.P., Dessaint, F. et Le Corre, V. 2010.** Geographical variation in resistance to acetyl-coenzyme A carboxylase-inhibiting herbicides across the range of the arable weed *Alopecurus myosuroides* (black-grass). *New Phytologist*, 186, 1005-1017.
- **Demiral, T. and Türkan, İ. 2004.** Comparative lipid peroxidation, antioxidant defense systems and proline content in roots of two rice cultivars differing in salt tolerance. *Environmental and Experimental Botany*, 53, 247-257.
- **Derache, R. 1986.** Toxicologie et sécurité des aliments. Technique et documentation–Lavoisier : Paris. 299-321p.
- **Desikan, R., Soheila, A.H., Hancock, J.T. and Neill, S.J. 2001.** Regulation of the *Arabidopsis* transcriptome by oxidative stress. *Plant Physiology*, 127, 159-172.
- **Desprez, T., Vernhettes, S., Fagard, M., Refregier, G., Desnos, T., Aletti, E., Py, N., Pelletier, S. and Hofte H. 2002.** Resistance against herbicide isoxaben and cellulose

deficiency caused by distinct mutations in same cellulose synthase isoform CESA6. *Plant Physiology*, 128, 482-490.

- **Devi, S.R. and Prasad, M.N.V. 2004.** Membrane lipid alterations in heavy metal exposed plants. In: Prasad MNV (ed) Heavy metal stress in plants: from biomolecules to ecosystem. *Narosa Publishing House*, New Delhi, p. 127-145.
- **Devine, M.D. and Shukla, A. 2000.** Altered target sites as a mechanism of herbicide resistance. *Crop Protection*, 19, 881-889.
- **Dias, P.J., Teixeira, M.C., Telo, J.P. and Sá-Correia, I. 2010.** Insights into the mechanisms of toxicity and tolerance to the agricultural fungicide mancozeb in yeast, as suggested by a chemogenomic approach. *OMICSA Journal of Integrative Biology*, 14, 211-227.
- **Dixon D.P., Davis B.G. and Edwards, R. 2002b.** Functional divergence in the glutathione transferase superfamily in plants - Identification of two classes with putative functions in redox homeostasis in *Arabidopsis thaliana*. *J. Biol. Chem.* 2778(1):30859–30869.
- **Dixon, D.P., Laphorn, A. and Edwards, R. 2002a.** Plant glutathione transferases. *Genome Biol.* 3 reviews3004.3001–reviews3004.3010.
- **Djebar, M.R. 1988.** Impact d'une fraction membranaire convertissant l'ACC en éthylène chez la pomme des effets de l'éthylène sur les mitochondries de la pomme de terre. Thèse de doctorat de l'université Pierre et Marie Curie. Paris VI : 140 pages.
- **Djebar, M.R. et Djebar, H. 2000.** Bioénergétique : les mitochondries végétales. Synthèse, Publication de l'Université Annaba - Algérie, pp. 23-25.
- **Djekoun, A. and Planchon, C. 1992.** Stomatal conductance photosynthesis and acetylene reduction rate in Soybean genotypes. *Can. J. Plant sci.* 72: 383 - 390 p.
- **Djekoun, A. and Ykhlef, N. 1996.** Déficit hydrique, effets stomatiques et non-stomatiques et activité photosynthétique chez quelques génotypes de blé Tétraploïdes. 3ème Réunion du réseau SEWANA, de blé dur IAV HASSAN II (Maroc).
- **Djermoun, A. 2009.** La production céréalière en Algérie : les principales caractéristiques. *Revue Nature et Technologie*. n° 01/Juin 2009. 45 -53 p.
- **Doncheva, S., Amenos, M., Poschenrieder, C. and Barcelo, J. 2005.** Root cell patterning: a primary target for aluminium toxicity in maize. *J Exp Bot*, 56: 1213–1220.
- **Dosnon-Olette, R., Couderchet, M. and Eullaffroy, P. 2009.** Phytoremediation of fungicides by aquatic macrophytes: Toxicity and removal rate. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 72, 2096-2101.
- **DoVale, J. and Fritsche-Neto, R. 2015.** Root Phenomics. In *Phenomics; Fritsche-Neto, R., Borém, A., Eds.; Springer International Publishing: Cham, Switzerland*, 49–66.
- **Dreier W. & Goring M., 1974.** De ein flus hoher salzkonzentrationen auf verschiedene physiologische parameter von maiswurzeln wiss. Z. der HU. Berlin Nath. *Naturwiss R.*, 23: 641- 644.
- **Droog, F. 1997.** Plant glutathione S-transferases, a tale of theta and tau. *Journal of Plant Growth Regulation*, 16(2), 95–107.
- **Ducellier, L. 1930.** Espèces et variétés de céréales cultivées en Algérie. Direction de l'agriculture et de la colonisation, 130 p.
- **Dupont, C.H. 1970.** Détermination de la DL50 chez la souris (méthode de Litchfield et Wilcoxon). *J. Pharmacol. Paris*, 1: 407- 414.
- **Durant, J.H. 1981.** Les sols irrigables, étude pédologique. Ed. Agence de Coop. Cul. Et Tech Presse Universitaire de France, Paris, 339 p.
- **Dynowski, M., Schaaf, G., Loque, D., Moran, O. and Ludewig, U. 2008.** Plant plasma membrane water channels conduct the signaling molecule H₂O₂. *Biochem. J.* 414, 53–61.

- **Edwards, R., Brazier-Hicks, M., Dixon, D.P. and Cummins, I. 2005.** Chemical manipulation of antioxidant defences in plants. *Advances in Botanical Research*, 42, 1-32.
- **Edwards, R., Dixon, D.P., Cummins, I., Brazier-Hicks, M., Skipsey, M. 2011.** New Perspectives on the Metabolism and Detoxification of Synthetic Compounds in Plants. In: *Organic Xenobiotics and Plants*. Ed: Springer, Netherlands, 125-148.
- **Edwards, R., Dixon, P.D. and Walbat, V. 2000.** Plant glutathione S- transferases: enzymes with multiple functions in sickness and inhealth. *Trends Plant Sci* 5: 193-198.
- **Ekler, Z., Dutka, F., Stephenson, G.R. 1993.** Safener effects on acetolac wor toxicity, uptake, metabolism and glutathione-S-transferase activity in maize. *Weed Research*. 33, 311 318.
- **El Jaafari, S. 1993.** Contribution à l'étude des mécanismes biophysiques et biochimiques de résistance à la sècheresse chez le blé. Thèse de doctorat. Univ.Gembloux.Belgique: 214p.
- **El Mourid, M., Karrou, M. et EL Gharous, M. 1996.** La recherche en aridoculture respectueuse de l'environnement. *Al Awamia*, 92: 69-81.
- **El mrabet, K. 2008.** Développement d'une méthode d'analyse de résidus de pesticides par dilution isotopique associée à la chromatographie en phase liquide couplée à la spectrométrie de masse en tandem dans les matrices céréalières après extraction en solvant chaud pressurisé. Thèse de Doctorat. Université Pierre et Marie Curie.
- **El-Afry, M.M., El-Nady, M.F., Abdelmonteleb, E.B. and Metwaly, M.M.S., 2012.** Anatomical studies on drought-stressed wheat plants (*Triticum aestivum* L.) treated with some bacterial strains. Volume 56(2):165-174, *Acta Biologica Szegediensis*. <http://www.sci.u-szeged.hu/ABS>.
- **Eliard, J.L. 1974.** Manuel d'agriculture générale. Bases de la production végétale. Ed. Baillière, Paris, 344 p.
- **Enoch, R.R., Stanko, J.P., Greiner, S.N., Youngblood, G.L., Rayner, J.L. and Fenton, S.E. 2007.** Mammary gland development as a sensitive end point after acute prenatal exposure to an atrazine metabolite mixture in female Long-Evans rats. *Environmental Health Perspectives*. 115(4); 541-547.
- **Eriksson, P., Nilsson-Hakansson, L., Nordberg, A., Aspberg, A. and Fredriksson, A. 1990.** Neonatal exposure to DDT and its fatty acid conjugate: effects on cholinergic and behavioural variables in the adult mouse. *Neurotoxicology* 11: 345-354.
- **European Food Safety Authority, 2012 a.** Reasoned opinion on the review of the existing maximum residue levels (MRLs) for iodosulfuron according to Article 12 of Regulation (EC) No 396/2005. *EFSA Journal* 2012;10(11):2974. [28 pp.] doi:10.2903/j.efsa.2012.2974.. Available online: www.efsa.europa.eu/efsajournal.
- **European Food Safety Authority, 2012 b.** Reasoned opinion on the review of the existing maximum residue levels (MRLs) for mesosulfuron according to Article 12 of Regulation (EC) No 396/2005. *EFSA Journal* 2012;10(11):2976. [27 pp.] doi:10.2903/j.efsa.2012.2976 Available online: www.efsa.europa.eu/efsajournal.
- **Ezaki, B., Suzuki, M., Motoda, H., Kawamura, M., Nakashima, S. and Matsumoto, H. 2004.** Mechanism of gene expression of Arabidopsis glutathione S-transferase, AtGST1, and AtGST11 in response to aluminum stress. *Plant Physiol*, 134: 1672-1682.
- **Ezaki, B., Yamamoto, Y. and Matsumoto, H. 1995.** Cloning and sequencing of the cDNAs induced by aluminum treatment and Pi starvation in cultured tobacco cells. *Physiol Plant*, 93: 11- 18.

- **FAO/OMS, Commission du Codex Alimentarius, Food and Agriculture Organization of the United Nations, 2004.** Résidus de pesticides dans les denrées alimentaires, 2, FAO/OMS, Rome 477p.
- **FAOSTAT, 2014.** Algérie. URL: <http://faostat.fao.org/>
- **FAOSTAT, Food and Agriculture Organization Corporate Statistical Database 2008.** Site internet consulté en 2010. <http://faostat.fao.org/site/424/default.aspx>
- **Farago, S., Brunold, C. and Kreuz, K. 1994.** Herbicide safeners and glutathione metabolism. *Physiologia Plantarum*, 91, 537–542.
- **Ferryra, R., Sellés, G., Ruiz, R.S. and Sellés, I.M. 2004.** Effect of water stress induced at different growth stages on grapevine cv. Chardonnay on production and wine quality. *Acta Hort.* 664: 233- 236p.
- **Fillatre, Y. 2011.** Développement d'une méthode d'analyse multi-résidus dans les huiles essentielles par couplage de la chromatographie liquide avec la spectrométrie de masse en mode tandem. Thèse de Docorat. Université d'Angers.
- **Foes, M.J., Liu, L., Tranel, P.J., Wax, L.M. and Stoller, E.W. 1998.** A biotype of common waterhemp (*Amaranthus rudis*) resistant to triazine and ALS herbicides. *Weed Science*, 46, 514-520.
- **Foes, M.J., Liu, L., Vigue, G., Stoller, E.W., Wax, L.M. and Tranel, P.J. 1999.** A kochia (*Kochia scoparia*) biotype resistant to triazine and ALS-inhibiting herbicides. *Weed Science*, 47, 20-27.
- **Foyer, C.H. and Noctor, G. 2005a.** Redox homeostasis and antioxidant signaling: A metabolic interface between stress perception and physiological responses. *The Plant Cell*, 17, 1866–1875.
- **Foyer, C.H. and Noctor, G. 2005b.** Oxidant and antioxidant signalling in plants: a re-evaluation of the concept of oxidative stress in a physiological context. *Plant Cell Environ.* 28, 1056–1071.
- **Foyer, C.H. and Noctor, G. 2009.** Redox regulation in photosynthetic organisms: signaling, acclimation, and practical implications. *Antioxidants and Redox Signaling*, 11, 861-905.
- **Foyer, C.H. and Noctor, G. 2011.** Ascorbate and glutathione: the heart of the redox hub. *Plant Physiology*, 155, 2-18.
- **Foyer, C.H. and Noctor, G. 2013.** Redox signaling in plants. *Antioxidants and redox signalling*, 18, 2087-2090.
- **Foyer, C.H., Descourvieres, P. and Kunert, K.J. 1994.** Protection against oxygen radicals: an important defence mechanism studied in transgenic plants. *Plant, Cell and Environment*, 17, 507-523.
- **Frova, C. 2003.** The plant glutathione transferase gene family: genomic structure, functions, expression and evolution. *Physiol.Plantarum*, 119(4): 469-479.
- **Fuerst, E.P., Lamoureux, G.L. and Ahrens, W.H. 1991.** Mode of action of the dichloroacetamide antidote BAS 145~ 138 in corn. *Pesticide Biochemistry and Physiology.* 39(2),138-148.
- **Fujita, M., Fujita, Y., Iuchi, S., Yamada, K., Kobayashi, Y., Urano, K., Kobayashi, M., et al. 2012.** Natural variation in a polyamine transporter determines paraquat tolerance in Arabidopsis. *Proceedings of the National Academy of Sciences of USA*, 109, 6343-6347.

- **Fujita, M., Fujita, Y., Noutoshi, Y., Takahashi, F., Narusaka, Y., Yamaguchi-Shinozaki, K., Shinozaki, K. 2006.** Crosstalk between abiotic and biotic stress responses: a current view from the points of convergence in the stress signaling networks. *Current Opinion in Plant Biology*, 9, 436-442.
- **Funke, T., Han, H., Healy-Fried, M.L., Fischer, M. and Schönbrunn, E. 2006.** Molecular basis for the herbicide resistance of Roundup Ready crops. *Proceedings of the National Academy of Sciences of USA*, 103, 13010-13015.
- **Gafflard, C., Dufaud, A., Tommasfn, R., Kreuz, K., Amrhein, N. and Martinoia, E. 1994.** A herbicide antidote (safener) induces the activity of both the herbicide detoxifying enzyme and of a vacuolar transporter for the detoxified herbicide. *FEBS Letters*. (352): 219-221.
- **Galle, A., Csiszar, J., Seceji, M., Tari, I., Guoth, A., Gyorgyey, J. and Erdei, L. 2008.** Monitoring the levels of phi and tau group GST genes in wheat cultivars under osmotic stress. *Acta Biologica Szegediensis*, 52(1): 95-96.
- **Garrido Frenich A., Martinez Vidal, J. L., Pastor-Montoro, E. and Romero-Gonzalez, R. 2008.** High through put determination of pesticide residues in food commodities by use of ultra-performance liquid chromatography-tandem mass spectrometry. *Anal. Bioanal. Chem.* 390, 3, 947-959.
- **Gaston, S., Zabalza, A., Gonzalez, E.M., Arrese-Igor, C., Aparicio-Tejo, P.M., et al. 2002.** Imazethapyr, an inhibitor of the branched-chain amino acid biosynthesis, induces aerobic fermentation in pea plants. *Physiol Plant*, 114: 524–532.
- **Gechev, T.S., Van Breusegem, F., Stone, J.M., Denev, I. and Laloi, C. 2006.** Reactive oxygen species as signals that modulate plant stress responses and programmed cell death. *BioEssays* 28:1091–1101.
- **Geoffrey, L., Frankart, C. and Eullaffroy, P. 2004.** Comparison of different physiological parameter responses in *Lemna minor* and *Scenedesmus obliquus* exposed to herbicide flumioxazin. *Environ Pollut*, 131: 233–241.
- **Ghanem, R.H.A. 2008.** Breeding of some bread wheat varieties (*Triticum aestivum* L.) under water stress conditions. PhD thesis, Fac. Agric. Cairo, Egypt.
- **Gheraibia, H., Souiki, L., Bennoua, S. and Djebbar, M.R. 2016.** Comparative Study of the Biochemical and Physiological Mechanisms of Two Varieties of Durum Wheat (*Triticum durum* L.) Subject to Salt Stress. *Indian Journal of Science and Technology*, Vol 9(7), DOI: 10.17485/ijst/2016/v9i7/84670.
- **Gheraibia, H., Souiki, L., Derbel, N., Berrebbah, H. and Djebbar, M.R. 2014.** Tolerance to salt stress applied on two local varieties of Durum Wheat, Benbachir, and Sémito. *Journal of Biodiversity and Environmental Sciences*, Vol. 4, No. 1: 54-58.
- **Gibbs, J., Turner, D.W., Armstrong, W., Darwent, M.J. and Greenway, H. 1998.** Response to oxygen deficiency in primary maize roots: I. Development of oxygen deficiency in the stele reduces radial solute transport to the xylem. *Funct Plant Biol* 25: 745–758.
- **Gilbert-Lopez, B., Garcia-Reyes, J. F. and Molina-Diaz, A. 2012.** Determination of fungicide residues in baby food by liquid chromatography-ion trap tandem mass spectrometry. *Food Chem.* 135, 2, 780-786.
- **Gilbert-Lopez, B., Garcia-Reyes, J.F., Lozano, A., Fernandez-Alba, A.R. and Molina-Diaz, A. 2010.** Large scale pesticide testing in olives by liquid chromatography-electrospray tandem mass spectrometry using two sample preparation methods based on matrix solid-phase dispersion and QuEChERS. *J.Chromatogr.A* 1217, 39, 6022-6035.

- **Gill, P.K., Sharma, A.D., Singh, P. and Bhullar, S.S. 2003.** Changes in germination, growth and soluble sugar contents of *Sorghum bicolor* (L.) Moench seeds under various abiotic stresses. *Plant Growth Regulation*, 40: 157-162.
- **Gill, S. S. and Tuteja, N. 2011.** Cadmium stress tolerance in crop plants: Probing the role of sulphur. *Plant Signaling & Behavior*, 6(2), 215–222.
- **Gill, S.S. and Tuteja, N. 2010.** Reactive oxygen species and antioxidant machinery in abiotic stress tolerance in crop plants. *Plant Physiology and Biochemistry*, vol. 48, p. 909-930.
- **Giunta, F., Motzo, R. and Deidda, M. 1992.** Effect of drought and yield components of durum wheat and triticale in a Mediterranean environment. *Field Crop Research*; (33): 399-409.
- **Glick, B.R. 2003.** Phytoremediation: Synergistic use of plants and bacteria to clean up the environment. *Biotechnol. Adv.* 21, 383–393.
- **Gonneau, J., Mornet, R. and Laloue, A.M. 1998.** Nicotiana plumbagini folia protein labeled with an azidocytokinin agonist is a glutathione S-transferase. *Physiol Plant*, 103: 114-124.
- **Goto, T., Ito, Y., Yamada, S., Matsumoto, H., Oka, H. and Nagase H. 2006.** The high throughput analysis of N-methyl carbamate pesticides in fruits and vegetables by liquid chromatography electrospray ionisation tandem mass spectrometry using a short column. *Anal. Chim. Acta*, 555 ; 225-232.
- **Gould, K.S, McKelvie, J. et Markham, K.R. 2002.** Do anthocyanins function as antioxidants in leaves? Imaging of H₂O₂ in red and green leaves after mechanical injury. *Plant, Cell and Environment* 25, 1261-1269.
- **Granier, C., Inze, D. and Tardieu, F. 2000.** Spatial distribution of cell division rate can be deduced from that of kinase activity in maize leaves grown at contrasting temperatures and soil water conditions, *Plant Physiology*, vol.124,no. 3, pp.1393– 1402.
- **Greacen, E.L., Ponsana, P. and Barley, K.P. 1976.** Resistance to water flow in the roots of cereals. In OL Lango, L Kappen, ED Schulze, eds, *Water and Plant Life*, Ed 1, Vol 19. Springer, Berlin, 86–100.
- **Gressel, J. 2011.** Low pesticide rates may hasten the evolution of resistance by increasing mutation frequencies. *Pest Management Science*, 67, 253-257.
- **Gronwald, J.W. 1994.** Resistance to photosystem II inhibiting herbicides. In: *Herbicide Resistance in Plants: Biology and Biochemistry*. Ed: Lewis Boca Raton, 27-60.
- **Grossmann, K. 2010.** Auxin herbicides: current status of mechanism and mode of action. *Pest Management Science*. 66, 113-120.
- **Gruys, K. and Sikorski, J. 1999.** Inhibitors of tryptophan, phenylalanine, and tyrosine biosynthesis as herbicides. In: Singh B, editor. *Plant amino acids: biochemistry and biotechnology*. New York, Marcel Dekker. 357–384.
- **Guerfel, M., Baccouri, O., Boujnali, D., Chaib, W. and Zarrouk, M. 2009.** Impacts of water stress on gas exchange, water relations, chlorophyll content and leaf structure into the two main Tunisian olive (*Olea europaea* L).
- **GUO, X. et al. 2009.** Effects of Sigma broad on photosynthesis and stomatal conductance of winter wheat. *Agric. Technol. Serv.*, v. 26, n. 1, p. 71-72.
- **Habig, W.H., Pabst, M.J. and Jakoby, W.B. (1974).** Glutathione S-transferases. *J. Biol.Chem.* 249, 7130– 7139.

- **Hagemeyer, J. and Breckle, S.W. 1996.** Growth under trace element stress, in: A. Eshel, U.Kafkafi (Eds.), *Plant Roots: the Hidden Half*. New
- **Halliwell, B. 2006.** "Reactive Species and Antioxidants. Redox Biology Is a Fundamental Theme of Aerobic Life." *Plant Physiology* 141(2): 312-322.
- **Halliwell, B. and Gutteridge, J., 1999.** *Free Radicals in Biology and Medicine*. Oxford, Clarendon Press: 188-275.
- **Han, Y.C. and Wang, C.Y. 2002.** Physiological basis of bentazon tolerance in rice (*Oryza sativa* L.) lines. *Weed Biology and Management*, Kyoto, v. 2, n. 4, p. 186-193.
- **Hang, B.J., Hong, Q., Xie, X.T., Huang, X., Wang, C.H., He, J., and Li, S.P. 2012.** SulE, a sulfonylurea herbicide de-esterification esterase from *Hansschlegelia zhihuaiae* S113. *Appl. Environ. Microbiol.* 78, 1962–1968.
- **Haraguchi, K., Kitamura, E., Yamashita, T. and Kido, A. 1995.** Simultaneous determination of trace pesticides in urban precipitation. *Atmospheric Environment*, 29, 247-253.
- **Hare, P.D. and Cress, W.A. 1997.** Metabolic implications of stress-induced proline accumulation in plants. *Plant Growth Regulation*. 21: 72-102.
- **Hart, J.J., DiTomaso, J.M., Linscott, D.L. and Kochian, L.V. 1992.** Transport interactions between paraquat and polyamines in roots of intact maize seedlings. *Plant Physiology* 99, 1400-1405.
- **Hatzios, K.K. 1983.** Herbicide antidotes: Development, chemistry and mode of action. *Advances in Agronomy*, 36, 265–316.
- **Hauchinal, R.R., Tandon, J.P. and Salimath, P.M. 1993.** Variation and adaptation of wheat varieties to heat tolerance in peninsula India. In: wheat in heat stressed environments, Irrigated, dry areas rice-wheat farmings systems, Sanders D.A. and Hettel G.P. Ed.:Mexico, D.F., CIMMYT, 175-183.
- **Hellman, H., Funck, D., Rentsch, D. and Frommer, W.B. 2000.** Hypersensitivity of an arabidopsis sugar signaling mutant toward exogenous proline application. *Plant Physiology* 122, 357-367.
- **Hennouni, N. 2012.** Evaluation du métabolisme respiratoire et enzymatique des racines de blé dur (*Triticum durum* Desf) issues de plantes infectées par les maladies cryptogamiques et de plantes traitées avec un fongicide (ARTEA EC 330). Thèse de doctorat. Université Badji Mokhtar Annaba.
- **Hennouni, N., Djebbar, M.R., Rouabhi, M., Youbi, M. and Berrabbah, H., 2008.** Effects of Artea, a systemic fungicide, on the antioxidant system and respiratory activity of durum wheat (*Triticum durum* L.). *African Journal of Biotechnology*, 7(5).
- **Hernández, F., Sancho, J.V. and Pozo, O.J. 2005.** Critical review of the application of liquid chromatography/mass spectrometry to the determination of pesticide residues in biological samples. *AnalBioanal Chem.* 382: 934-946.
- **Heyl, A., Riefler, M., Romanov, G.A. and Schmölling, T. 2012.** Properties, functions and evolution of cytokinin receptors. *European Journal of Cell Biology* 91, 246-256.
- **Heyno, E., Klose, C. And Krieger-Liszkay, A. 2008.** Origin of cadmium-induced reactive oxygen species production: mitochondrial electron transfer versus plasma membrane NADPH oxidase. *New Phytologist*, vol. 179, 687-699 p.

- **Hikosaka, K., Ishikawa, K., Borjigidai, A., Muller, O. and Onoda, Y. 2006.** Temperature acclimation of photosynthesis: mechanisms involved in the changes in temperature dependence of photosynthetic rate. *J. Exp. Bot.* **57** : 291-302 p.
- **Hincha, D.K., Livingston, D.P^{3rd}, Premakumar, R., Zuther, E., Obel, N., Cacela, C. and Heyer, A.G. 2007.** Fructans from oat and rye: composition and effects on membrane stability during drying. *Biochimica et Biophysica Acta* 1768, 1611-1619.
- **Hisano, H., Kanazawa, A., Kawakami, A., Yoshida, M., Shimamoto, Y. and Yamada, T. 2004.** Transgenic perennial ryegrass plants expressing wheat fructosyl transferase genes accumulate increased amounts of fructan and acquire increased tolerance on a cellular level to freezing. *Plant Science*, 167, 861-868.
- **Hisano, H., Kanazawa, A., Yoshida, M., Humphreys, M.O., Iizuka, M., Kitamura, K. and Yamada T. 2008.** Coordinated expression of functionally diverse fructosyl transferase genes is associated with fructan accumulation in response to low temperature in perennial ryegrass. *New Phytologist* 178, 766-780.
- **Hoffman O.L. 1953.** Inhibition of auxin by 2,4,6-trichlorophenoxy acetic acid. *Plant Physiol.* (28): 622–628.
- **Hoffman, O.L. 1978.** Herbicide antidotes: from concept to practice. In: Pallos, F.M., Casida, J.E. (Eds.), *Chemistry and Action of Herbicide Antidotes. Academic Press*, New York, 1–13.
- **Holden, M. 1975** .Chlorophylls I, chemistry and biochemistry of plant pigments. 2nd edition. T.W. Goodwin. Academic press Edition. New York. 1-37.
- **Hossain, M.A., Bhattacharjee, S., Armin, S., Qian, P., Xin, W., Li, H., et al. 2015.** Hydrogen peroxide priming modulates abiotic oxidative stress tolerance: insights from ROS detoxification and scavenging. *Front Plant Sci* 6:420.
- **Hsu, S.Y., Hsu, S.T., Kao, C.H. 2003.** The effect of polyethylene glycol on proline accumulation in rice leaves. *Biologia Plantarum*. 1: 73-78.
- **Hu, T. 2014.** A glutathione S-transferase confers herbicide tolerance in rice. *Crop Breed. Applied Biotechnol* 14: 76-81.
- **Huang, J. and Redmann, R.E. 1995.** Salt tolerance of *Hordeum* and *Brassica* species during germination and early seedling growth, *Canadian Journal of Plant Science*, vol.75, no.4, 815–819.
- **Huertas, I.E., Rouco, M., López-Rodas, V. and Costas, E. 2010.** Estimating the capability of different phytoplankton groups to adapt to contamination: herbicides will affect phytoplankton species differently. *New Phytologist* 188, 478-487.
- **Hufnagel, B., De Sousa, S.M., Assis, L., Guimaraes, C.T., Leiser, W., Azevedo, G.C., Negri, B., Larson, B.G., Shaff, J.E., Pastina, M.M., et al 2014.** Duplicate and conquer: Multiple homologs of enhance phosphorus acquisition and sorghum performance on low-phosphorus soils. *Plant Physiol.* 166, 659–677.
- **Hufty, A. 2005.** Introduction à la climatologie. Le rayonnement et la température, L'atmosphère, L'eau, Le climat et l'activité humaine. Editions De Boeck Université, Canada. 541 pages.
- **Info Phyto, 2012.** Bulletin d'information phytosanaire. Algérie
- **Irace-Guigand, S., Aaron, J.J., Scribe, P. and Barceló, D. 2004.** À comparison of the environmental impact of pesticide multiresidues and their occurrence in river waters surveyed by liquid chromatography coupled in tandem with UV diode array detection and mass spectrometry. *Chemosphere*. 55, 973-981.

- **Irigoyen, J.J., Emerich, D.W. and Sanchez-Diaz, M. 1992.** Alfalfa leaf senescence induced by drought stress: photosynthesis, hydrogen peroxide metabolism, lipid peroxidation and ethylene evolution. *Physiologia Plantarum*, 84, 67-72.
- **Issaad, G., Djebbar, M.R. and Berrebbah, H. 2013.** ROS and redox signaling in the response of stems of wheat durum to abiotic stress. *International Journal of Biosciences* 3 (10): 298-305.
- **Izadi Darbandi, A. and Azad, M. 2012.** A study on the effects of the residue of herbicides of corn (*zea mays* L.) on the growth of crops in the greenhouse. 5th Convention on Weed Science, Mashhad.
- **Jackson, R.D. 1986.** Remote sensing of biotic and abiotic plant stress. *Annual Review of Phytopathology* 24, 265-287.
- **Jiang, Y. and Huang, B. 2001.** Drought and heat injury to two cool-season turf grasses in relation to antioxidant metabolism and lipid peroxidation. *Crop Science*, 41, 436-442.
- **Kadam, N.N., Yin, X., Bindraban, Prem, S., Struik, P.C. and Jagadish, K.S.V. 2015.** Does Morphological and Anatomical Plasticity during the Vegetative Stage Make Wheat More Tolerant of Water Deficit Stress Than Rice. *Plant Physiology*, April 2015, Vol. 167, pp. 1389–1401, www.plantphysiol.org. American Society of Plant Biologists.
- **Kadra, N. 1979.** Rôle des mauvaises dans la production céréalière et les effets des différentes méthodes.in : 5^{ème} conférence régionale des céréales d’hiver, IDGC, Céréaliculture, 22-34 p.
- **Kano, M., Inukai, Y., Kitano, H. and Yamauchi, A. 2011.** Root plasticity as the key root trait for adaptation to various intensities of drought stress in rice. *Plant Soil*. 342, 117–128.
- **Karpinski, S., Reynolds, H., Karpinska, B., Wingsle, G., Creissen, G., et al. 1999.** Systemic signaling and acclimation in response to excess excitation energy in *Arabidopsis*. *Science* 284: 654–657.
- **Katsoyiannis, A. and Samara, C. 2004.** Persistent organic pollutants (POPs) in the sewage treatment plant of Thessaloniki, Northern Greece: *occurrence and removal*. *Water Research*. 38, 2685-2698.
- **Kaur, J. and Duffus, C. 1989.** The effect of naf on cereal seed germination and seedling growth. *Plant Cell and environment*. 12 :154-161.
- **Kaur, T. and Brar, L.S. 2014.** Residual effect of sulfonylurea herbicides applied to wheat on succeeding maize. *Indian Journal of Weed Science* 46(2): 129–131.
- **Kawakami, A., Sato, Y. and Yoshida, M. 2008.** Genetic engineering of rice capable of synthesizing fructans and enhancing chilling tolerance. *Journal of Experimental Botany* 59, 793-802.
- **Kefu, Z., Hai, F., San, Z. and Jie, S. 2003.** Study on the salt and drought tolerance of *suaeda salsa* and *kalanchoe clavigremontiana* under iso-osmotic salt and water stress, *Plant Science*, vol.165,no. 4, pp. 837–844.
- **Kell, D.B. 2011.** Breeding crop plants with deep roots: Their role in sustainable carbon, nutrient and water sequestration. *Ann. Bot.* doi:10.1093/aob/mcr175.
- **Khaldi, F., 2012.** Mécanismes d’action des polluants chimiques industriels (engrais et NOx) sur des bio-indicateurs de pollution (Mousses et Lichens). Thèse de Doctorat. Université Badji Mokhtar Annaba.

- **Khalfaoui, J.L. and Bull, J. 1990.** Genetic of adaptation to drought of cultivated species and consequences on plant breeding, *Bulletin de la Societe Botanique de France*, vol.137, 125–137.
- **Khanna-Chopra, R. and Selote, D.S. 2007.** Acclimation to drought stress generates oxidative stress tolerance in drought-resistant than susceptible wheat cultivar under field conditions. *Environ Exp Bot*, 60:276-283.
- **Kheddam-Benadjal, N. 2012.** Enquête sur la gestion des pesticides et recherche d'une méthode de lutte alternative contre *Meloidogyne incognita* (Nematoda : Meloidogyneidae). Mémoire de Magister. École National Supérieure Agronomique El Harrach-Alger.
- **Khedr, A.H.A., Abbas, M.A., Wahid, A.A.A. et al. 2003.** Proline induces the expression of salt-stress responsive proteins and may improve the adaptation of *Pancratium maritimum* L. to salt-stress. *Journal of Experimental Botany*, 54, 55-62.
- **Khosravinejad, F., Heydari, R. and Farboodnia, T., 2008.** Antioxidant responses of two barley varieties to saline stress. *Res. J. Biol Sci*, 3: 486-490.
- **Kim, S.G, Kim, S.T., Kang, S.Y., Wang, Y., Kim, W. and Kang, K.Y. 2008.** Proteomic analysis of reactive oxygen species (ROS)-related proteins in rice roots. *Plant Cell Rep*, 27: 363-375.
- **Kim, S.Y., Lim, J.H., Park, M.R., Kim, Y.J., Park, T.I., Seo, Y.W., Choi, K.G. and Yun, S.J. 2005.** Enhanced antioxidant enzymes are associated with reduced hydrogen peroxide in barley roots under saline stress. *Journal of Biochemistry and Molecular Biology*. 38: 218-224.
- **Kirby, E.J.M. 1985.** Significant stages of ear development in winter wheat. In: Day W & Atkin R.K. Ed: *Wheat Growth and Modeling*. Plenum press, New York, 7-24 p.
- **Kiyosue, T., Yamaguchi-Shinozaki, K. and Shinozaki, K., 1993.** Characterization of two cDNAs (ERD11 and ERD13) for dehydration inducible genes that encode putative glutathione S-transferases in *Arabidopsis thaliana* L. *FEBS Lett*, 335: 189- 192.
- **Köhler, H.R. and Triebkorn, R. 2013.** Wildlife ecotoxicology of pesticides: can we track effects to the population level and beyond? *Science* 341, 759-765.
- **Kolarovic, L., Valentovic, P., Luxova, M. and Gasparikova, O. 2009.** Changes in antioxidants and cell damage in heterotrophic maize seedlings differing in drought sensitivity after exposure to short-term osmotic stress. *Plant Growth Reg* 59:21-26.
- **Kortenkamp, A., Faust, M., Scholze, M., and Backhaus, T. 2007.** Low-level exposure to multiple chemicals: reason for human health concerns. *Environmental Health Perspectives*. 115 Suppl 1, 106-114.
- **Koster, K.L. 1991.** Glass formation and desiccation tolerance in seeds. *Plant Physiology*. 96: 302-304.
- **Koussevitzky, S., Suzuki, N., Huntington, S., Armijo, L., Sha, W., Cortes, D., Shulaev, V. and Mittler, R. 2008.** Ascorbate peroxidase 1 plays a key role in the response of *Arabidopsis thaliana* to stress combination. *J. Biol. Chem.* 283, 34197–34203.
- **Kovalchuk, I. 2010.** Multiple roles of radicals in plants. In *Reactive Oxygen Species and Antioxidants in Higher Plants*, 1st ed.; Gupta, S.D., Ed.; CRC Press: New York, NY, USA, 31–44.

- **Kretschmann, A., Ashauer, R., Hitzfeld, K., Spaak, P., Hollender, J. and Escher, B.I. 2011.** Mechanistic toxicodynamic model for receptor-mediated toxicity of diazoxon, the active metabolite of diazinon, in *Daphnia magna*. *Environmental Science and Technology* 45, 4980-4987.
- **Kruse, N.D. et al. 2006.** Estresse oxidativo em girassol (*Helianthus annuus*) indica sinergismo para a mistura dos herbicidas metribuzin e clomazone. *Planta Daninha*, v. 24, n. 2, p. 379-390.
- **Kummerová, M. and Kmentová, E. 2004.** Photoinduced toxicity of fluoranthene on germination and early development of plant seedling. *Chemosphere* 56, 387-393.
- **Kummerová, M., Váňová, L., Krulová, J. and Zezulka, Ň. 2008.** The use of physiological characteristics for comparison of organic compounds phytotoxicity. *Chemosphere* 71, 2050-2059.
- **Kunieda, T., Fujiwara, T., Amano, T. and Siohi, Y. 2005.** Molecular cloning and characterization of a senescence-induced tau-class glutathione S-transferase from barley leaves. *Plant Cell Physiol*, 46: 1540-1548.
- **Kurstjens, D.A.G. 2007.** Precise tillage Systems for enhanced non-chemical weed management.
- **Labdelli, A., Adda, A., Halis, Y. And Soualem, S. 2014.** Effects of water regime on the structure of roots and stems of durum wheat (*Triticum durum* Desf.). *Journal of Botany*, Article ID 703874, 7 pages <http://dx.doi.org/10.1155/2014/703874>.
- **Lacina, O., Zachariasova, M., Urbanova, J., Vaclavikova, M., Cajka, T., and Hajslova, J. 2012.** Critical assessment of extraction methods for the simultaneous determination of pesticide residues and mycotoxins in fruits, cereals, spices and oil seeds employing ultra-high performance liquid chromatography-tandem mass spectrometry. *J.Chromatogr.A* 1262, 8-18.
- **Lagator, M., Vogwill, T., Mead, A., Colegrave, N. and Neve, P. 2013.** Herbicide mixtures at high doses slow the evolution of resistance in experimentally evolving populations of *Chlamydomonas reinhardtii*. *New Phytologist* 198, 938-945.
- **Lamberth, C., Jeanmart, S., Luksch, T., Plant, A. 2013.** Current challenges and trends in the discovery of agrochemicals. *Science*, 341, 742-746.
- **Lamoureux, G.L. and Rusness, D.G. 1992.** The mechanisms of action of BAS 145 138 as a safener for chloimuron ethyl, glucoside conjugation and acetolacetate synthase. *Pesticide Biochemistry and Physiology*. (42): 128-139.
- **Langebartels, C., Schraudner, M., Heller, W., Ernst, D. and Sandermann, H. 2000.** Oxidative stress and defense reactions in plants exposed to air pollutants and UV-B radiation. In: Inze D, Montagu MV, eds. *Oxidative Stress in Plants*. London: *Harwood Academic Publishers*. pp 105–135.
- **Lascano, H.R., Antonicelli, G.E., Luna, C.M., Melchiorre, M.N., Gomez, L.D., Racca, R.W., Trippi, V.S. and Casano, L.M. 2001.** Antioxidant system response of different wheat cultivars under drought: Field and in vitro studies. *Aust J Plant Physiol*, 28:1095-1102.
- **Laumont, p. et Eroux, J. 1961.** Inventaire des blés dur rencontrés et cultivés en Algérie. Mémoire de la société d'histoire naturelle de l'Afrique du nord –Alger. *La thypolitho et Jules carbonel réunie*.

- **Lebon, E., Pellegrino, A., Tardieu, F. and Lecoœur, J. 2004.** Shoot development in grapevine is affected by the modular branching pattern of the stem and intra and inter-shoot trophic competition. *Annals of Botany*, 93: 263 -274.
- **Lee, S.C., Kim, J., La, I.J., Kim, S.K. and Yoon, M.Y. 2013a.** Characterization of recombinant FAD-independent catabolic acetolactate synthase from *Enterococcus faecalis* V583. *Enzyme Microb. Technol.* 52, 54–59.
- **Lee, S.W., Choi, J.H., Cho, S.K., Yu, H.A., Abd El-Aty, A. M. and Shim, J.H. 2011.** Development of a new QuEChERS method based on dry ice for the determination of 168 pesticides in paprika using tandem mass spectrometry. *J.Chromatogr.A*, 1218, 28, 4366-4377.
- **Lee, Y.T., Cui, C.J., Chow, E.W.L., Pue, N., Lonhienne, T., Wang, J.G., Fraser, J.A. and Guddat, L.W. 2013b.** Sulfonylureas have antifungal activity and are potent inhibitors of *Candida albicans* acetohydroxyacid synthase. *J. Med. Chem.* 56, 210–219.
- **Lehotay, S.J., Mastovska, K. and Lightfield, A.R. 2005.** Use of buffering and other means to improve results of problematic pesticides in a fast and easy method for residue analysis of fruits and vegetables. *J.AOAC Int.* 88, 2, 615-629.
- **Levigneron, A., Lopez, F., Varisuyt, G., Berthomien, P. and Casse-Delbar, T. 1995.** Les plantes face au stress salin. Cahier d'Agriculture. 4 : 263-273.
- **Levine, A., Tenhaken, R., Dixon, R., Lamb, C. 1994.** H₂O₂ from the oxidative burst orchestrates the plant hypersensitive disease resistance response. *Cell*, 79: 583-593.
- **Li, W., Zhang, M. and Shu, H. 2005.** Distribution and fractionation of copper in soils of apple orchards. *Environmental Science and Pollution Research*, 12, 168-172.
- **Li, X., Ma, H., Jia, P., Wang, J., Jia, L., Zhang, T., et al. 2012.** Responses of seedling growth and antioxidant activity to excess iron and copper in *Triticum aestivum* L. *Ecotoxicol Environ Saf*, 86: 47–53.
- **Liu, H., Weisman, D., Ye, Y., Cui, B., Huang, Y., Colón-Carmona, A. and Wang Z. 2009.** An oxidative stress response to polycyclic aromatic hydrocarbon exposure is rapid and complex in *Arabidopsis thaliana*. *Plant Science*, 176, 375-382.
- **Liu, X., Deng, Z., Gao, S., Sun, X. and Tang, K. 2007.** Molecular cloning and characterization of a glutathione S-transferase gene from Ginkgo biloba. *DNA Seq*, 18: 371-379.
- **Liu, Y., Ren, D., Pike, S., Pallardy, S., Gassmann, W., et al. 2007.** Chloroplast-generated reactive oxygen species are involved in hypersensitive response-like cell death mediated by a mitogen-activated protein kinase cascade. *Plant J*, 51: 941–954.
- **Livingston, D.P^{3rd}, Hinch, D.K. and Heyer, A.G. 2009.** Fructan and its relation ship to abiotic stress tolerance in plants. *Cellular and Molecular Life Sciences*, 66, 2007-2023.
- **LNE, Laboratoire national de métrologie et d'essais. 2008.** Les pesticides ; traçabilités métrologiques (http://www.metrologie-francaise.fr/fr/dossiers/pesticides-tracabilite_mesure.pdf)
- **Loewus, FA. 1988.** Ascorbic acid and its metabolic products. *The biochemistry of plants*, Vol.14. Ed: Carbohydrates Boca Raton, Academic Press, New York, 85-107.
- **Loyall, L., Uchida Braun, K.S., Furuya, M. and Frohnmeyer, H. 2000.** Glutathione and a UV light-induced glutathione S-transferase are involved in signaling to chalcone synthase in cell cultures. *Plant Cell*, 12: 1939-1950.

- **Ludovico, M., Aioli, S., Monserrat, C., Dolara, P., Medica, A. And Di Simplicio, P. 1994.** Effect of a mixture of 15 commonly used pesticides on DNA levels of 8-hydroxy-2deoxyguanosine and xenobiotic metabolizing enzymes in rat liver. *J Environ Pathol Toxicol Oncol.* 13(3):163-168.
- **Luna, C.M., Pastori, G.M., Driscoll, S., Groten, K., Bernard, S. and Foyer, C.H. 2004.** Drought controls on H₂O₂ accumulation, catalase (CAT) activity and CAT gene expression in wheat. *J Exp Bot,* 56:417-23.
- **Luo, S., Levine, RL. 2008.** Methionine in proteins defends against oxidative stress. *The FASEB Journal,* 23, 464-472.
- **Lüttge, U. 1993.** In *Leclecrec. Stoff Transport der planzen,* Springer Berlin Heidelberg NewYork.
- **Lynch, J.P., Chimungu, J.G. and Brown, K.M. 2014.** Root anatomical phenes associated with water acquisition from drying soil: Targets for crop improvement. *J. Exp. Bot.* 2014, 65, 6155–6166.
- **Ma, Q.Q., Wang, W., Li, Y.H., et al. 2006.** Alleviation of photo-inhibition in drought-stressed wheat (*Triticum aestivum*) by foliar-applied glycinebetaine. *Journal Plant Physiology,* 163, 165-75.
- **Machado, S., Terie, S., Rhinhart, K. et Ramig, R.E. 2008.** Tillage effects on water use and grain yield of winter wheat and green pea in rotation. *Agron.J.* (100): 154-162.
- **Mansoori, H., Zand, E., Baghestani, M.A., Moradi, R. and Sabahi, H. 2012.** Effect of Sulfonylurea Herbicides Residues on Canola, Sunflower and Cotton: A Bioassay Approach. *World Journal of Environmental Pollution,* 2 (2): 22-28.
- **Marrs, A.K. 1996.** The functions and regulation of glutathione S-transferases in plants. *Annu. Rev. Plant Physiol. Plant Mol. Biol* 47: 127-158.
- **Marrs, K.A., Alfenito, M.R., Lloyd, A.M. and Walbot, V. 1995.** A glutathione S-transferase involved in vacuolar transfer encoded by the maize gene Bronze-2. *Nature,* 375(6530): 397- 400.
- **Martin, W.B., Silly, L., Murphy, C.M., Raley, T.J. and Cotter, R.J. 1989.** Fragmentation of carbohydrates in laser desorption, plasma desorption and fast atom bombardment mass spectrometry. *Int J Mass Spectrom Ion Processes,* 92: 243-265.
- **Martins, J.M.F. and Mermoud, A. 1999.** Transport of rimsulfuron and its metabolites in soil columns. *Chemosphere.* 38, 601–616.
- **Mathé, J.P. et Climent, M. 2004.** Élément d'évaluation et de gestion du risque sanitaire lié aux pesticides pour les consommateurs d'eaux et de fruits et légumes. Ecole national de la santé publique.
- **Matsuda, Y., Okuda, T. and Sagisaka, S. 1994.** Regulation of protein synthesis by hydrogen peroxide in crowns of winter wheat. *Biosci. Biotechnol. Biochem.* 58, 906–909.
- **Matysik, J., Alia, Bhalu, B. and Mohanty, P. 2002.** Molecular mechanisms of quenching of reactive oxygen species by proline under stress in plants. *Current Science,* 82, 525-532.
- **Mazliak, P. 1998.** Physiologie végétale et croissance, tome 2, pp. 147-148.
- **Mazzatura, A., Scrano, L., Scopa, A. and Chovelon, J.M. 2001.** Effet des sulfonylurées de première et de deuxième génération sur les propriétés biochimiques et microbiologiques d'un sol. p 414 – 419.
- **McCourt, J.A. and Duggleby, R.G. 2006.** Acetohydroxyacid synthase and its role in the biosynthetic pathway for branched-chain. *Amino Acids.* 31, 173–210.

- **McMillan, B.J. and Bradfield, C.A. 2007.** The aryl hydrocarbon receptor sans xenobiotics: endogenous function in genetic model systems. *Molecular Pharmacology*, 72, 487-498.
- **Medina, V.F., Maestri, E., Marmiroli, M., Dietz, A.C. and McCutcheon, S.C. 2003.** Plant tolerances to contaminants. In: *Phytoremediation Transformation and control of contaminants*. Ed: Wiley-Interscience Inc., New Jersey, 189-232.
- **Mefiti, M., Abdelguerfi, A. et Chebouti, A. 1998.** Etude de la tolérance à la sécheresse chez quelques populations de *Medicago truncatula* (L.) *Gaertn. Science*, (5) : 173-176.
- **Mekhlouf, A., Bouzerzour, H., Bemahammed, A., Hadj Sahraoui, A. et Harkati, N. 2006.** Adaptation des variétés de blé dur (*Triticum durum*, Desf.) au climat semi- aride. *Sécheresse*, (17): 507-513.
- **Meksem, L. 2007.** Etude des effets de deux fongicides : le Flamenco SC et le TILT250 EC sur la physiologie, la croissance et le métabolisme énergétique des racines de *Triticum durum* DESF : variétés GTA et VITRON. Thèse de Doctorat d'état. Université Badji Mokhtar Annaba.
- **Meksem, L., Rouabhi, R., Djebbar-Berrebah, H. and Djebbar, M.R. 2007.** The impact of propiconazole (Tilt 250EC) on the growth and the breaching of hard wheat isolated roots (*Triticum durum*, GTA dur and Vitron varieties). *African J. Agricult.Res.*, 2(8) : 370-373.
- **Meloni, D.A., Oliva, M.A., Mrtinez, C.A. and Cambraia, J. 2003.** Photosynthesis and activity of superoxide dismutase, peroxidase and glutathione reductase in cotton under salt stress. *Environmental Experimental Botany*. 49: 69-76.
- **Messinger, S.M., Buckley, T.N. and Mott, K.A. 2006.** Evidence for Involvement of photosynthetic processes in the stomatal response to CO₂. *Plant Physiol.*, v. 140, n. 2, 771-778.
- **Meyer, A.J. and Hell, R. 2005.** Glutathione homeostasis and redox-regulation by sulfhydryl groups. *Photosynth. Res.* 86, 435-457.
- **Mhamdi, A., Queval, G., Chaouch, S., Vanderauwera, S., et al. 2010.** Catalase function in plants, a focus on Arabidopsis mutants as stress-mimic models. *J Exp Bot*, 61:4197-4220.
- **Milhome, H. and Batside, J. 1990.** Uptake and phytotoxicity of the herbicide metsulfuron methyl in corn root tissues in the presence of the safener 1,8-naphthalic anhydride. *Plant Physiology*. (93): 730-738.
- **Minitab.** Introduction à minitab, version 16, pour Windows.
- **Misra, J.R., Horner, M.A., Lam, G. and Thummel, C.S. 2011.** Transcriptional regulation of xenobiotic detoxification in Drosophila. *Genes and Development*, 25, 1796-1806.
- **Mittler, R. 2002.** Oxidative stress, antioxidants and stress tolerance. *Trends in Plant Science*, 7(9): 405-410.
- **Mittler, R., Vanderauwera, S., Gollery, M. and Breusegem, F.V. 2004.** Reactive oxygen gene network of plants. *Trends in Plant Science*, 9(10), 490-498.
- **Mittler, R., Vanderauwera, S., Suzuki, N., Miller, G., Tognetti, V.B., Vandepoele, K., Gollery, M., Shulaev, V. and Van Breusegem, F. 2011.** ROS signaling: the new wave? *Trends in Plant Science*, 16, 300-309.
- **Molinari, H.B.C., Marur, C.J., Daros, E., et al. 2007.** Evaluation of the stress-inducible production of proline in transgenic sugarcane (*Saccharum* spp.): osmotic adjustment, chlorophyll fluorescence and oxidative stress. *Plant Physiology*, 130, 218-229.

- **Moller, I.M. 2001.** Plant mitochondria and oxidative stress: electron transport, NADPH turnover, and metabolism of reactive oxygen species. *Annual Review of Plant Biology*, 52, 561-591.
- **Moller, I.M., Jensen, P.E. and Hansson A. 2007.** Oxidative modifications to cellular components in plants. *Annual Review of Plant Biology*, 58, 459-481.
- **Monk, L.S., Fagerstedt, K.V. and Crowfold, R.M.M. 1989.** Oxygen toxicity and superoxide dismutase as an antioxidant in physiological stress. *Plant Physiology*, 76, 456-459.
- **Monneveux, P., Rekika, D., Acevedo, E. and Merah, O. 2006.** Effect of drought on leaf gas exchange, carbon isotope discrimination, transpiration efficiency and productivity in field grown durum wheat genotypes, *Plant Science*, vol.170, no. 4, 867–872.
- **Monneveux, P.H. et Nemmar, M. 1986.** Contribution à l'étude de la résistance à la sécheresse chez le blé tendre. Étude de l'accumulation de la proline au cours du cycle de développement. *Agronomie*: 17 pages.
- **Mouellef, A., 2010.** Caractères physiologiques et biochimiques de tolérance du blé dur (*Triticum durum* Desf.) au stress hydrique. Thèse de magistère. Université Mentouri Constantine.
- **Muschitz, A., 2009.** Réponses physiologiques de végétaux supérieurs aux stress métalliques. Caractérisation du rôle des parois cellulaires dans les stratégies défensives des cellules de tomates (*Solanum lycopersicum* L.) face aux éléments traces métalliques. Thèse de l'Université d'Artois, 234 p.
- **Mylona, P.V., Polidoros, A.N. and Scandalios, J.G. 1998.** Modulation of antioxidant responses by arsenic in maize. *Free Radical Biology and Medicine*, vol. 25 (4-5), p. 576-585.
- **Naderi, R., Valizadeh, M., Toorchi, M. and Reza Shakiba, M. 2014.** Antioxidant enzyme changes in response to osmotic stress in wheat (*Triticum aestivum* L.) seedling. *Acta Biologica Szegediensis*. Volume 58(2):95-101.
- **Nakano, Y. and Azada, K. 1987.** Purification of Naturforsch, 54c: 730-734.
- **Narayanan, S., Mohan, A., Gill, K.S. and Prasad, P.V. 2014.** Variability of root traits in spring wheat germplasm. *PLoS ONE*, 9, doi:10.1371/journal.pone.0100317.
- **Nedjah, I. 2015.** Changements physiologiques chez des plantes (Blé dur *Triticum durum* Desf.) exposées à une pollution par un métal lourd (plomb). Thèse de Doctorat. Université Badji Mokhtar Annaba. Algérie.
- **Nepomuceno, L.A. 2001.** Tolerância à seca em plantas. *Biotechnologia ciência e desenvolvimento*. 2: 12-18.
- **Nishizawa, A., Yabuta, Y. and Shigeoka, S. 2008.** Galactinol and raffinose constitute a novel function to protect plants from oxidative damage. *Plant Physiology*, 147, 1251-1263.
- **Nobels, I., Spanoghe, P., Haesaert, G., Robbens, J. and Blust, R. 2011.** Toxicity ranking and toxic mode of action evaluation of commonly used agricultural adjuvants on the basis of bacterial gene expression profiles. *PLoS One*, 6, e24139.
- **Noctor, G. and Foyer, C.H. 1998.** Ascorbate and glutathione: keeping active oxygen under control. *Annual Reviews of Plant Physiology and Plant Molecular Biology*, 49, 249-279.
- **Noctor, G., Gomez, L., Vanacker, H. and Foyer, C.H., 2002.** Interactions between biosynthesis, compartmentation and transport in the control of glutathione homeostasis and signalling. *J. Exp. Bot.* 53, 1283–1304.

- **Noctor, G., Mhamdi, A. and Foyer, C.H. 2014.** Update on the Physiology of Reactive Oxygen Metabolism during Drought. *Plant Physiology*, April 2014, Vol. 164, pp. 1636–1648, www.plantphysiol.org. American Society of Plant Biologists.
- **Noctor, G., Mhamdi, A., Chaouch, S., Han, Y., Neukermans, J., MarquezGarcia, B., Queval, G. and Foyer, C.H. 2012.** Glutathione in plants: An integrated overview. *Plant Cell Environment*, 35,454-484.
- **Nohatto, M.A., Agostinetto, D., Langaro, A.C., De Oliveira, C. and Ruchel, Q. 2016.** Antioxidant activity of rice plants sprayed with herbicides. *Pesq. Agropec. Trop.*, Goiânia, v. 46, n. 1, p. 28-34.
- **Nouri, L. 2002.** Ajustement osmotique et maintien de l'activité photosynthétique chez le blé dur (*Triticum durum*, Desf), en condition de déficit hydrique. Thèse de Magistère en Biologie végétale Univ *Mentouri*. Constantine. 77p.
- **Nozue, K. and Maloof, J. 2006.** Diurnal regulation of plant growth. *Plant Cell Environ*, 29: 396–408.
- **Nutricati, E., Miceli, A., Blando, F. and Bellis De, L. 2006.** Characterization of two *Arabidopsis thaliana* glutathione S- transferases. *Plant Cell Rep*, 25: 997-1005.
- **OAIC, Office Algérienne Interprofessionel des céréales, 2012.**
- **Ogawa, K., Hatano-Iwasaki, A., Yanagida, M. and Iwabuchi, M., 2004.** Level of glutathione is regulated by ATP-dependent ligation of glutamate and cysteine through photosynthesis in *Arabidopsis thaliana*: mechanism of strong interaction of light intensity with flowering. *Plant Cell Physiol*, 45, 1–8.
- **Oliveira, J.R.S., Constantin, J. and Inoue, M.H. 2011.** (Eds.). *Biologia e manejo de plantas daninhas*. Curitiba: Omnipax.
- **Onfaa, 2016a.** Note de conjoncture N=° 07 Avril 2016. Commerce international des céréales.
- **Onfaa, 2016b.** Note de conjoncture N=° 03 Mai 2016. Suivie de compagne céréales.
- **Open Chemistry Data Base.**
<https://pubchem.ncbi.nlm.nih.gov/compound/91777#section=Top>.
- **Orcaray, L., Igal, M., Marino, D., Zabalza, A. and Royuela, M. 2010.** The possible role of quinate in the mode of action of glyphosate and acetolactate synthase inhibitors. *Pest Manag Sci*, 66: 262–269.
- **Orcaray, L., Zulet, A., Zabalza, A. and Royuela, M. 2012.** Impairment of carbon metabolism induced by the herbicide glyphosate. *J Plant Physiol*, 169: 27–33.
- **Orozco-Cárdenas, M.L., Narváez-Vásquez, J. and Ryan, C.A. 2001.** Hydrogen peroxide acts as a second messenger for the induction of defense genes in tomato plants in response to wounding, systemin, and methyl jasmonate. *Plant Cell*, 13:179–191.
- **ORP, Observatoire des Résidus de Pesticides, ANSES. 2010.** Exposition de la population générale aux résidus de pesticides en France. Rapport scientifique. 354pp.
- **Ostonen, I., Puttsepp, U., Biel, C., Alberton, O., Bakker, M.R., Lohmus, K. and Brunner, I. 2007.** Specific root length as an indicator of environmental change. *Plant Biosyst* 141: 426–442.
- **Oweis, T., Pala, M. and Ryan, J. 1999.** Management alternatives for improved durum wheat production under supplemental irrigation in Syria. *Eur.J. Agron.*, (11): 255-266.

- **Ozgun, R., Turkan, I., Uzilday, B. and Sekmen, A.H. 2014.** Endoplasmic reticulum stress triggers ROS signalling, changes the redox state, and regulates the antioxidant defence of *Arabidopsis thaliana*. *Journal of Experimental Botany*, 65, 1377-1390.
- **Padhi, B.K., Pelletier, G., Williams, A., Berndt-Weis, L., Yauk, C., Bowers, W.J. and Chu, I. 2008.** Gene expression profiling in rat cerebellum following in utero and lactational exposure to mixtures of methylmercury, polychlorinated biphenyls and organochlorine pesticides. *Toxicological Letters*. 176(2): 93-103.
- **Paez-Garcia, A., Motes, C., Scheible, W.R., Chen, R., Blancaflor, E. and Monteros, M. 2015.** Root Traits and Phenotyping Strategies for Plant Improvement. *Plants*, 4, 334-355; doi: 10.3390/plants4020334.
- **Parent, C., Capelli, N., Dat, J., 2008.** Formes réactives de l'oxygène, stress et mort cellulaire chez les plantes. C. R. *Biologies*, 331 pages.
- **Paterson, S., Mackay, D., Tam, D. and Shiuw.Y., 1990.** Uptake of organic chemicals by plants: a review of processes, correlations and model. *Chemosphere*, 21, 297-331.
- **Paul, M.H., Planchton, C. et Ecochard, R. 1979.** Etude des relations entre le développement foliaire, le cycle de développement et la productivité chez le soja. *Amélio plants*. 29 : 479 -492p.
- **Payne, J., Scholze, M. and Kortenkamp, A. 2001.** Mixtures of four organochlorines enhance human breast cancer cell proliferation. *Environmental Health Perspectives*. 109(4): 391-397.
- **Peleg, Z. And Blumwald, E. 2011.** Hormone balance and abiotic stress tolerance in crop plants. *Current Opinion in Plant Biology*, 14, 290-295.
- **Pesci, P. and Beffagna, N. 1984.** Inhibiting effect of fusaric acid on abscisic acid-induced proline accumulation in barley leaf segments. *Plant Science Letters*, 36, 7-12.
- **Peshev, D., Vergauwen, R., Moglia, A., Hideg, É. and Van den Ende, W. 2013.** Towards understanding vacuolar antioxidant mechanisms: a role for fructans? *Journal of Experimental Botany*, 64, 1025-1038.
- **Petit, C., Bay, G., Pernin, F. and Délye, C. 2010a.** Prevalence of cross-or multiple resistance to the acetylcoenzyme A carboxylase inhibitors fenoxaprop, clodinafop and pinoxaden in blackgrass (*Alopecurus myosuroides* Huds.) in France. *Pest Management Science*, 66, 168-177.
- **Petit, C., Duhieu, B., Boucansaud, K. and Délye, C. 2010b.** Complex genetic control of non-target-sitebased resistance to herbicides inhibiting acetyl-coenzyme a carboxylase and acetolactatesynthase in *Alopecurus myosuroides* Huds. *Plant Science*, 178, 501-509.
- **Pico, Y., Font, G. and Mañes, J. 2004.** Handbook of food analysis, 2nd Ed., L. M. L. Nollet (Ed.), Marcel Dekker, New York, NY.1072 p.
- **Poli, P., De Mello, M.A., Buschini, A., De Castro, V.L., Restivo, F.M., Rossi, C. and Zucchi, T.M. 2003.** Evaluation of the genotoxicity induced by the fungicide fenarimol in mammalian and plant cells by use of the single-cell gel electrophoresis assay. *Mutation Research*, 540, 57-66.
- **Pollock, C.J. 1984.** Sucrose accumulation and the initiation of fructan biosynthesis in *Lolium temulentum* L. *New Phytologist*, 96, 527-534.
- **Pollock, C.J. and Cairns, A.J. 1991.** Fructan metabolism in grasses and cereals. *Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology*, 42, 77-101.
- **Powles, S.B. and Yu, Q. 2010.** Evolution in action: plants resistant to herbicides. *Annual Review of Plant Biology*, 61, 317-347.

- **Prado F.E., Boero C., Gallardo M., Gonzalez J.A. (2000).** Effect of NaCl on germination, growth and soluble sugar content in *Chenopodium quinoa* Willd. Seeds, *Botanical Bulletin of Academia Sinica* 41. 27-34.
- **Prasad, T.K., Anderson, M.D., Martin, B.A. and Stewart, C.R. 1994.** Evidence for chilling-induced oxidative stress in maize seedlings and a regulatory role for hydrogen peroxide. *Plant Cell*, 6: 65–74.
- **Prieur, L. 2010.** Maîtriser les adventices dans les cultures biologiques. *Agronomie*, Fiche N°1, p.4.
- **Prud'homme, M.P., Gonzalez, B., Billard, J.P. and Boucaud, J. 1992.** Carbohydrate content, fructan and sucrose enzyme activities in roots, stubble and leaves of ryegrass (*Lotium perenne* L.) as affected by source/sink modification after cutting. *Journal of Plant Physiology*, 140, 282-291.
- **Qian, H., Lu, T., Peng, X., Han, X., Fu, Z., et al. 2011.** Enantioselective Phytotoxicity of the Herbicide Imazethapyr on the Response of the Antioxidant System and Starch Metabolism in *Arabidopsis thaliana*. *PLoS ONE* 6(5): e19451. doi:10.1371/journal.pone.0019451.
- **Raïssac, M. 1984.** Réponse physiologique du soja à la sécheresse; étude de la variabilité génétique. Thèse de docteur-ingénieur : Sciences Agronomiques : Institut national polytechnique de Toulouse. ENSAT.
- **Raisul Islam, Md., Abul Kashem Chowdhury, Mahfuzur Rahman, Md. and Motiar Rohman, Md. 2015.** Comparative Investigation of Glutathione S-transferase (GST) in Different Crops and Purification of High Active GSTs from Onion (*Allium cepa* L.). *Journal of Plant Sciences*. Vol. 3, No. 3, 162-170. doi: 10.11648/j.jps.20150303.17.
- **Ramel, F., Sulmon, C., Bogard, M., Couée, I. and Gouesbet G. 2009a.** Differential patterns of reactive oxygen species and antioxidative mechanisms during atrazine injury and sucrose-induced tolerance in *Arabidopsis thaliana* plantlets. *BMC Plant Biology*, 9, 28.
- **Ramel, F., Sulmon, C., Bogard, M., Couée, I. and Gouesbet, G. 2009.** Differential patterns of reactive oxygen species and antioxidative mechanisms during atrazine injury and sucrose-induced tolerance in *Arabidopsis thaliana* plantlets. *BMC Plant Biol*, 9: 28–45.
- **Ramel, F., Sulmon, C., Cabello-Hurtado, F., Taconnat, L., Martin-Magniette, M.L., Renou J.P., El Amrani, A., Couée, I. and Gouesbet, G. 2007.** Genome-wide interacting effects of sucrose and herbicide-mediated stress in *Arabidopsis thaliana*: novel insights into atrazine toxicity and sucrose-induced tolerance. *BMC Genomics*, 8, 450.
- **Ramel, F., Sulmon, C., Gouesbet, G. and Couée, I. 2009b.** Natural variation reveals significant integration of carbohydrate nutritional status and acclimation to xenobiotic stress in *Arabidopsis thaliana* plantlets. *Annals of Botany*, 104, 1323-1337.
- **Ramel, F., Sulmon, C., Gouesbet, G. and Couée, I. 2013.** Regulatory effects of atrazine differentially override sucrose repression of amino acid catabolism. *Acta Physiologiae Plantarum*, 35, 2329-2337.
- **Ramel, F., Sulmon, C., Serra, A.A., Gouesbet, G. and Couée I. 2012.** Xenobiotic sensing and signalling in higher plants. *Journal of Experimental Botany*, 63, 3999-4014.
- **Ray, M., Mishra, P., Das, P. and Sabat, S.C. 2012.** Expression and purification of soluble bio-active rice plant catalase-A from recombinant *Escherichia coli*. *J Biotechnol*, 157(1):12–19.

- **Reinoso, H., Sasa, L., Reginato, M. and Luna, V. 2005.** Histological alteration induced by sodium sulfate in the vegetative anatomy of *Prosopis strombulifera* (Lam) Benth Word, *Journal of Agricultural Sciences*, vol.1, no. 2, 109–119.
- **Rennenberg, H. 1982.** Glutathione metabolism and possible role in higher plants. *Phytochemistry*, 21, 2771-2781.
- **Rezaei, K.M, Shobbar, S.Z., Maryam, S., Abedini, R. and Sajjad, Z. 2013.** Glutathione S-transferase (GST) family in barley: Identification of members, enzyme activity, and gene expression pattern. *J Plant Physiol*, 170: 1277-1284.
- **Rhodes, D., Hogan, A.L., Deal, L., Jamieson, G.C. and Haworth, P. 1987.** Amino acid metabolism of *Lemna minor* L. II. Responses to chlorsulfuron. *Plant Physiol*, 84: 775–780.
- **Rocher, F. 2004.** Lutte chimique contre les champignons pathogènes des plantes : évaluation de la systémie phloémienne de nouvelles molécules à effet fongicides et d'activateurs de réactions de défense. Thèse de doctorat. Université de Poitiers. France.
- **Rolland, F., Baena-Gonzalez, E. And Sheen, J. 2006.** Sugar sensing and signaling in plants: conserved and novel mechanisms. *Annu Rev Plant Biol*, 57: 675–709.
- **Romero-Gonzalez, R., Garrido Frenich, A. and Martinez Vidal, J.L. 2008.** Multiresidue method for fast determination of pesticides in fruit juices by ultra performance liquid chromatography coupled to tandem mass spectrometry. *Talanta*. 76, 1, 211-225.
- **Roudani, M. 1996.** Physiologie comparée de deux espèces de blé (*Triticum durum*, variété BenBachir et *T. aestivum*, variété Tanit) en relation avec les conditions de nutrition : métabolisme racinaire en milieu salé, thèse, université Tunis-2, p. 180.
- **Rubin, B., Kirlno, O. and Casida, J.E. 1985.** Chemistry and action of N-phenylmaleamic acids and their progenitors as selective antidotes. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, (33): 489-494.
- **Rubio, M.C., González, E.M., Minchin, F.R., Webb, K.J., Arrese-Igor, C., Ramos, J. and Becana, M. 2002.** Effects of water stress on antioxidant enzymes of leaves and nodules of transgenic alfalfa over-expressing superoxide dismutases. *Physiol Planta*, 115:531-540.
- **Sairam, R.K. and Srivastava, G.C. 2001.** Water stress of wheat (*Triticum aestivum* L.): variations in hydrogen peroxide accumulation and antioxidant activity in tolerant and susceptible genotypes. *J. Agronomy & Crop Science*, 186, 63-70.
- **Sajjaphan, K., Shapir, N., Judd, A.K., Wackett, L.P. and Sadowsky, M.J. 2002.** Novel *psbA1* gene from a naturally occurring atrazine-resistant cyanobacterial isolate. *Applied and Environmental Microbiology*, 68, 1358-1366.
- **Samir, K. 1993.** Réponses agrophysiologiques de trois variétés de blé dur au stress hydrique en zones semi-arides marocaines. Thèse 3ème cycle, Faculté des sciences de Meknès, 185p.
- **Sandermann, H. 1992.** Plant metabolism of xenobiotics. *Trends in Biochemical Sciences* 17, 82-84.
- **Santner, A. and Estelle, M. 2009.** Recent advances and emerging trends in plant hormone signaling. *Nature*, 459, 1071-1078.
- **Sarmah, A.K. and Sabadie, J. 2002.** Hydrolysis of sulfonylurea herbicides in soils and aqueous solutions: a review. *J. Agric. Food Chem.* 50, 6253–6265.
- **Savouré, A., Jaoua S., Hua, X.J., Ardiles, W., Van Montagu, M., Verbruggen, N. 1995.** Isolation, characterization, and chromosomal location of a gene encoding the DELTA 1-pyrroline-5-carboxylate synthetase in *Arabidopsis thaliana*. *FEBS Letters* .372: 13 -19.

- **Scandalios JG. 2005.** Oxidative stress: molecular perception and transduction of signals triggering antioxidant gene defenses. *Brazilian Journal of Medical and Biological Research*, 38, 995-1014.
- **Scarponi, L., Quagliarini, E. and Del, D.B. 2006.** Induction of wheat and maize glutathione S-transferase by some herbicide safeners and their effect on enzyme activity against butachlor and terbuthylazine. *Pest Manage Sci*, 62(10): 927-32.
- **Schaub, C. 2010.** Mieux connaître les mauvaises herbes pour mieux maîtriser le désherbage. Document du service Environnement-innovation. Chambre de l'Agriculture Bas-Rhin. République Française.
- **Scheepens, P. et Hoevers, R. 2007.** La protection non chimique des cultures. Edition: Agromisa Foundation, Wageningen, Netherlands, 63 p.
- **Scheyer, A., Graeff, C., Morville, S., Mirabel, P. and Millet, M. 2005.** Analysis of some organochlorine pesticides in an urban atmosphere (Strasbourg, east of France). *Chemosphere*. 58, 1517-1524.
- **Schiavon, M., Perrin-Ganier, C. and Portal, J.M. 1995.** La pollution de l'eau par les produits phytosanitaires : état et origine. *Agronomie*, 15, 157-170.
- **Schiefelbein, J.W., Masucci, J.D. and Wang, H., 1997.** Building a root: The control of patterning and morphogenesis during root development. *Plant Cell*, 9: 1089-1098.
- **Schilling, A.S., Abaye, A.O., Griffeya, C.A., Branna, D.E., Alleya, M.M. and Pridgena, T.H. 2003.** « Adaptation and Performance of Winter Durum Wheat in Virginia. » *Agron J.*, (95): 642-651. *Sci. /Revue canadienne de phytotechnie*, (85): 901-904.
- **Schilling, A.S., Abaye, A.O., Griffeya, C.A., Branna, D.E., Alleya, M.M., et Pridgena, T.H. 2003.** « Adaptation and Performance of Winter Durum Wheat in Virginia. » *Agron J.*, 95: 642- 651.
- **Schoeters, G. and Hoogenboom, R. 2006.** Contamination of free-range chicken eggs with dioxins and dioxin-like polychlorinated biphenyls. *Mol Nutr Food Res* 50: 908-914.
- **Schreiber, L. 2005.** Polar paths of diffusion across plant cuticles: new evidence for an old hypothesis. *Annals of Botany*, 95, 1069-1073.
- **Schuler, M.A. 1996.** Plant cytochrome P450 mono-oxygenases. *Critical Reviews in Plant Sciences*, 15(3), 235–284.
- **Scofield, T., Evans, J., Cook, M.G. and Wardlow, I.F. 1988.** Factors influencing the rate and duration of grain filling in wheat. *Aust.J. Plant physiol.* 4: 785 - 797 p.
- **SDQPV- Sous direction de la qualité et de la protection des végétaux, 2002.** Quelques précisions sur le classement toxicologique et physicochimique des substances actives et spécialités phytosanitaires. 701-706. In pesticides et protection phytosanitaire dans une agriculture en mouvement. ACTA, Ed., Ministère de l'écologie et du développement durable, Paris, France.
- **Seine-Aval, 2007.** La contamination chimique : quel risque en Estuaire de Seine ? Fiche substance : Introduction pesticides, 2-3 p.
- **Serra, A. 2015.** Réponses écophysiological et moléculaires des plantes aux stress xénobiotiques complexes de faible intensité : implicatioos dans les capacités de protection environnementales des bandes enherbées. Thèse de Doctorat. Université de Rennes, France.
- **Servais, S., 2004.** Altération mitochondriale et stress oxydant pulmonaire en réponse à l'ozone: Effets de l'age et d'une supplémentation en oméga-3. Thèse doctorat, Université Claude bernard- Lyon 1, France, pp. 19-35.

- **Shao, H.B., Chu, L.Y., Jaleel, C.A. and Zhao, C.X. 2008.** Water deficit stress induced anatomical changes in higher plants. *CR Biol*, 331: 215-225.
- **Sharma, K.Y. and Davis, R.K. 1994.** Ozone-induced expression of stress related genes in *Arabidopsis thaliana*. *Plant Physiol*, 105: 1089-1096.
- **Sharma, P. and Dubey, R.S. 2005.** Modulation of nitrate reductase activity in rice seedlings under aluminium toxicity and water stress: role of osmolytes as enzyme protectant. *J Plant Physiol*, 162:854-864.
- **Sharma, P., Jha, A.B., Dubey, R.S. and Pessarakli, M. 2012.** Reactive oxygen species, oxidative damage, and antioxidative defense mechanism in plants under stressful conditions. *J. Bot.* doi:10.1155/2012/217037.
- **Sharma, R., Sahoo, A., Devendran, R. and Jain, M. 2014.** Over- expression of a rice Tau class glutathione S-transferase gene improves tolerance to salinity and oxidative stresses in *Arabidopsis*. DOI: 10.1371/journal.pone.0092900.
- **Sharma, Y.K. and Davis, K.R. 1997.** The effects of ozone on antioxidant responses in plants. *Free Radical Biology and Medecine*, 2, 480-488.
- **Shen, B., Jensen, R.C. and Bohnert, H.J. 1997a.** Increased resistance to oxidative stress in transgenic plants by targeting mannitol biosynthesis to chloroplasts. *Plant Physiology*, 113, 1177-1183.
- **Shen, B., Jensen, R.C. and Bohnert, H.J. 1997b.** Mannitol protects against oxidation by hydroxyl radicals. *Plant Physiology*, 115, 527-532.
- **Shields, R. and Burnett, W. 1960.** Determination of protein bound carbohydrate in serum by a just modified anthrone method. *Anal. Chem.*, 32: 885-886.
- **Shoeb, S., Amirahmadi, M., Rastegar, H., Khosrokhavar, R., and Khaneghah, A. M. 2013.** An applicable strategy for improvement recovery in simultaneous analysis of 20 pesticides residue in tea. *J.FoodSci.* 78, 5, T792-T796.
- **Singh, T.N., Paleg, L.G. and Aspinall, D. 1973.** Nitrogen metabolism and growth in barley plant during water stress. *Australian Journal of Biological Sciences*, 26, 45-56.
- **Slama, A., Ben Salem, M., Ben Naceur, M. & Zid, E.D. 2005.** Les céréales en Tunisie : production, effet de la sécheresse et mécanismes de résistance. Institut national de la recherche agronomique de Tunisie (Inrat). Univ. Elmanar. Tunisie. (http://www.john-libbeyeurotext.fr/fr/revues/agro_biotech/sec/e-docs/00/04/11/2E/telecharger.md).
- **Slama, F. 1986.** Effet du nitrate d'ammonium sur le degré de tolérance à une forte dose de NaCl de dix variétés de blé. Colloque sur les végétaux en milieu aride, FST/ACCT Jerba (Tunisie), pp. 460-473. *Soil and Tillage. Research*, 97: 293-305.
- **Slyter, R. 1974.** The effect of internal water status on plant growth development and yield in plant responses to climatic factors. *Proc.of upsal simpsium, Unesco*.
- **Ślesak, I., Libik, M., Karpinska, B., Karpinski, S. and Miszalski, Z. 2007.** The role of hydrogen peroxide in regulation of plant metabolism and cellular signalling in response to environmental stresses. *Acta Biochim. Pol.* 54, 39–50.
- **Smirnoff, N. 1993.** The role of active oxygen in the response of plants to water deficit and desiccation. *New Physiologic.* 125: 27-58.
- **Smith, A.M. and Stitt, M. 2007.** Coordination of carbon supply and plant growth. *Plant Cell Environ*, 30: 1126–1149.

- **Smith, D. 1967.** Carbohydrates in grasses. II. Sugar and fructosan composition of the stem bases of bromegrass and timothy at several growth stage, and in different plant parts at anthesis. *Crop Science*, 7, 62-70.
- **Sofo, A., Scopa, A., Nuzzaci, M. and Vitti, A. 2015.** Ascorbate peroxidase and catalase activities and their genetic regulation in plants subjected to drought and salinity stresses. *Int JMol Sci* 16(6):13561–13578.
- **Soltner, D. 1998.** Les grandes productions végétales : céréales, plantes sarclées, prairies. Sainte-Gemme-sur-Loire, Sciences et Techniques Agricoles. Sols, Eaux Continentales et Marines », Université de Rouen. 31 p.
- **Sondhia, S. and Singhai, B. 2008.** Persistence of sulfosulfuron under wheat cropping system. *Bull. Environ. Contam. Toxicol.* 80, 423–427.
- **Sondhia, S., Waseem, U. and Varma, R.K. 2013.** Fungal degradation of an acetolactate synthase (ALS) inhibitor pyrazosulfuron-ethyl in soil. *Chemosphere*. In print.
- **Souahi, H., Meksem Amara, L. and Djebbar, M.R. 2016.** Effects of Sulfonylurea Herbicides on Protein Content and Antioxidants Activity in Wheat in Semi-Arid Region. Vol-2, Issue-9.
- **Souahi, H., Meksem Amara, L., Grara, N. and Djebbar, M.R. 2015.** Physiology and biochemistry Effects of Herbicides Sekator and Zoom on Two Varieties of Wheat (Waha and HD) in Semi-Arid Region. *Annual Research & Review in Biologie*, 5 : 449-459
- **Souahi, H., Meksem Amara, L., Grara, N. and Djebbar, M.R., 2014.** Physiology and biochemistry effects of herbicides Sekator and Zoom on two varieties of wheat (Waha and HD) in semi-arid region. *Annual Research & Review in Biology*, 5(5): 449-459.
- **Stewart, C.R. and Lee, J.A. 1974.** The role of proline accumulation in halophytes. *Planta*, 120, 273-289.
- **Stork, L.G., Gennings, C., Carchman, R.A., Carter, W.H., Pounds, J., and Mumtaz, M. 2006.** Testing for additivity at select mixture groups of interest based on statistical equivalence testing methods. *Risk Analysis*. 26(6): 1601-1612.
- **Subbarao, G.V., Johansen, C. and Slinkardetal, A.E. 1995.** Strategies for improving drought resistance in grain legumes, *Critical Reviews in Plant Sciences*, vol.14, 469–523.
- **Sulmon, C., Gouesbet, G., Couée, I. and El Amrani, A. 2004.** Sugar-induced tolerance to atrazine in Arabidopsis seedlings: interacting effects of atrazine and soluble sugars on *psbA* mRNA and D1 protein levels. *Plant Science*, 167, 913-923.
- **Sulmon, C., Gouesbet, G., El Amrani, A. and Couée, I. 2006.** Sugar-induced tolerance to the herbicide atrazine in Arabidopsis seedlings involves activation of oxidative and xenobiotic stress responses. *Plant Cell Reports*, 25, 489-498.
- **Sulmon, C., Gouesbet, G., El Amrani, A. and Couée, I. 2007a.** Involvement of the ethylene-signalling pathway in sugar-induced tolerance to the herbicide atrazine in *Arabidopsis thaliana* seedlings. *Journal of Plant Physiology*, 164, 1083-1092.
- **Tagour, R. M. H., Abd El-Hamed, G.M. and El-Metwally, I.M. 2011.** Influence of Adjuvant Arkopal with Panther on Weeds Control, Wheat Yield, Photosynthetic Pigments and Anatomical Features of Wheat Leaf. *Nature and Science*, 9(11). <http://www.sciencepub.net/nature>.
- **Taguchi, G., Ubukata, T., Nozue, H., Kobayashi, Y., Takahi, M., Yamamoto, H., and Hayashida, N. 2010.** Malonylation is a key reaction in the metabolism of xenobiotic phenolic glucosides in Arabidopsis and tobacco: Phenolic-xenobiotics metabolism in Arabidopsis. *The Plant Journal*, 63, 1031-1041.

- **Tahri, E., Belabed, A. et Sadki, K. 1997.** Effet d'un stress osmotique sur l'accumulation de proline, de chlorophylle et des ARNm codant pour la glutamine synthétase chez trois variétés de blé dur (*Triticum durum* Desf.). *Bulletin de l'Institut Scientifique*. Rebat. 21: 81 - 89.
- **Taiz, L. and Zeiger, E. 2009.** Fisiologia vegetal. 4. ed. Porto Alegre: Artmed, 819 p.
- **Takahashi, M. and Asada, K. 1988.** Superoxide production in aprotic interior of chloroplast thylakoids. *Arch. Biochem. Biophys.* 267, 714–722.
- **Takahashi, Y. and Nagata, T. 1992.** An auxin-regulated gene encoding glutathione S-transferase. *Proc Natl. Acad. Sci. USA*, 89: 56-59.
- **Tal, M. and Rosenthal, I. 1979.** Salt tolerance in *Simmondsia chenensis* water balance and accumulation of chloride sodium and proline under low and high salinity. *Annals of Botany*, 34, 701-708.
- **Taylor, M. and Feyereisen, R. 1996.** Molecular biology and evolution of resistance of toxicants. *Molecular Biology and Evolution*, 13, 719-734.
- **Teixeira, M.C., Duque, P., Sá-Correia, I. 2007.** Environmental genomics: mechanistic insights into toxicity of and resistance to the herbicide 2,4-D. *Trends in Biotechnology* 25, 363-370.
- **Tewolde, H., Fernandez, C. J., Erickson, C.A. 2006.** *Journal of Agronomy and Crop Science* Volume 192, Issue 2, pages 111–120.
- **Thomas, H.F. and Bohnert, H.J. 1993.** Salt stress perception and plant growth regulators in Halophyte *Mesembryanthemum crystallinum*. *Plant Physiol*, 103:1299-1304.
- **Tian, X. and Darmency, H. 2006.** Rapid bidirectional allele-specific PCR identification for triazine resistance in higher plants. *Pest Management Science*, 62, 531-536.
- **Tišler, T., Jemec, A., Mozetic, B. and Trebše, P. 2009.** Hazard identification of imidacloprid to aquatic environment. *Chemosphere*, 76, 907–914.
- **Tlidjen, S., Meksem Amara, L., Bouchelaghem, S., Sbartai, H. and Djebbar, M.R. 2012.** Effects of the herbicide Calliofop 36EC on growth, antioxidant enzyme response and respiratory metabolism in two aquatic plant *Elodea canadensis* and *Lemna minor*. *Advances in Environmental Biology*, 6 (9): 2524-2530.
- **To, J.P.C, Reiter, W.D. and Gibson, S.I. 2003.** Chloroplast biogenesis by Arabidopsis seedlings is impaired in the presence of exogenous glucose. *Physiol Plantarum*, 118: 456–463.
- **Tomasini, D., Sampaio, M.R., Caldas, S.S., Buffon, J.G., Duarte, F.A. and Primel, E.G. 2012.** Simultaneous determination of pesticides and 5-hydroxymethylfurfural in honey by the modified QuEChERS method and liquid chromatography coupled to tandem mass spectrometry. *Talanta*, 99, 380-386.
- **Tomlin, C. 1995.** The pesticide manual, a world compendium. Incorporating the agrochemicals handbook, 10th ed. C. Tomlin editor. British Crop Protection Council.
- **TOPP, E., SCHEUNERT, I., ATTAR, A. and KORTE, F. 1986.** Factors affecting the uptake of ¹⁴C- labelled organic chemicals by plants from soil. *Ecotox. Environ. Saf.* 11, 219-229.
- **Toumi, M., Barris, S. et Aid, F. 2014.** Effets des stress hydrique et osmotique sur l'accumulation de proline et de malondialdehyde (MDA) chez deux variétés de colza (*Brassica napus* L.). *Bulletin de l'Institut Scientifique*, Rabat, Section Sciences de la Vie, 2014, n° 36, 17-24.

- **Troll and Lindsley, J. 1955.** A photometric method for the determination of proline. *J.Biochem*: 655-660.
- **Trösken, E.R., Bittner, N. and Völkel, W. 2005.** Quantitation of 13 azole fungicides in wine samples by liquid chromatography-tandem mass spectrometry. *Journal of chromatography*. 1083: 113-119.
- **Turner, R.J., Davies, G., Moore, H., Grundy, A. C. and Mead A. 2006.** Organic weed management: A review of the current UK farmer perspective. Coventry: *Crop protection*, 26 (3): 377-382.
- **Uga, Y., Sugimoto, K., Ogawa, S., Rane, J., Ishitani, M., Hara, N., Kitomi, Y., Inukai, Y., Ono, K., Kanno, N., et al. 2013.** Control of root system architecture by DEEPER ROOTING 1 increases rice yield under drought conditions. *Nat. Genet.* 45, 1097–1102.
- **UIPP. 2012.** Rapport d'activité 2011-2012. 43pp.
- **Umbarger, H.E. and Brown, B. 1958.** Isoleucine and valine metabolism in *Escherichia coli*. VIII. The formation of acetolactate. *J. Biol. Chem.* 233, 1156–1160.
- **Union des Industries de la Protection des Plantes, 2009.** Rapport d'activité. <http://www.uipp.org/var/uipp/storage/original/application/c501ecdf65f1-fa5c7669dbf212580.pdf>.
- **Union des Industries de la Protection des Plantes, 2003.** La recherche, source d'innovation.
- **Valantin-Morisson, M., Guichard, L. et Jeuffroy, M. H. 2008.** Comment maîtriser la flore adventice des grandes cultures à travers des éléments de l'itinéraire technique. *Innovations agronomiques*. (3): 27- 41.
- **Valluru, R. And Van den Ende, W. 2008.** Plant fructans in stress environments: emerging concepts and future prospects. *Journal of experimental Botany*, 59(11): 2905-16. doi: 10.1093/jxb/ern164.
- **Van Breusegem, F. and Dat, J.F. 2006.** Reactive oxygen species in plant cell death. *Plant Physiology* 141, 384-390.
- **Van den Ende, W. 2013.** Multifunctional fructans and raffinose family oligosaccharides. *Frontiers in Plant Science*, 4, 1-11.
- **Velini, E.D., Alves, E., Godoy, M.C., Meschede, D.K., Souza, R.T. and Duke, S.O. 2008.** Glyphosate applied at low doses can stimulate plant growth. *Pest Management Science* 64, 489-496.
- **Vila-Aiub, M.M., Balbi, M.C., Distéfano, A.J., Fernández, L., Hopp, E., Yu, Q. and Powles, S.B. 2012.** Glyphosate resistance in perennial *Sorghum halepense* (Johnsongrass), endowed by reduced glyphosate translocation and leaf uptake. *Pest Management Science* 68, 430-436..
- **Wachter, A. and Rausch, T., 2005.** Regulation of glutathione (GSH) synthesis in plants: Novel insight from Arabidopsis. *FAL Agric Res* 283, 149–55.
- **Wagner, D. 2004.** The genetic basis of singlet oxygen-induced stress responses of *Arabidopsis thaliana*. *Science* 306, 1183-1185.
- **Wagner, U., Edwards, R., Dixon, P.D. and Mauch, F. 2002.** Probing the diversity of the Arabidopsis glutathione S-transferase gene family. *Plant Mol. Biol*, 49: 515-532.
- **Wakabayashi, K., and Böger, P. 2002.** Target sites for herbicides: entering the 21st century. *Pest Manag. Sci.* 58, 1149–1154.
- **Walker, A. and Brown, P.A. 1982.** Crop response to low doses of pendimethalin, napropamide, metazachlor and chlorsulfuron in soil, pp. 141-147. In: *Proceedings of British Crop Protection Conference on Weeds*.

- **Walorczyk, S. and Drozdzyński, D. 2011.** Development and validation of a routine multiresidue method for determining 140 pesticides in fruits and vegetables by gas chromatography/tandem quadrupole mass spectrometry. *JAOAC Int.* 94, 5, 1625-1642.
- **Wang, J., Zhan, X., Zhou, L. and Lin, Y. 2010.** Biological indicators capable of assessing thermal treatment efficiency of hydrocarbon mixture-contaminated soil. *Chemosphere* 80, 837-844.
- **Wang, M., Wang, Q. and Zhang, B. 2013.** Response of miRNAs and their targets to salt and drought stresses in cotton (*Gossypium hirsutum* L.). *Gene*, 530, 26–32.
- **Wasson, A.P., Richards, R.A., Chatrath, R., Misra, S.C., Prasad, S.V., Rebetzke, G.J., Kirkegaard, J.A., Christopher, J. and Watt, M. 2012.** Traits and selection strategies to improve root systems and water uptake in water-limited wheat crops. *J Exp Bot* 63: 3485–3498.
- **Watanabe, T. 2002.** Transcuticular penetration of foliar-applied pesticides its analysis by a logistic-kinetic penetration model. In: *Herbicide classes in development*. Ed: Springer-Verlag, Berlin, 319-340.
- **Weckbecker, G, Cory, J.G. 1988.** Ribonucleotide reductase activity and growth of glutathione-depleted mouse leukemia L 1210 cells in vitro. *Cancer Lett.* 40: 257-264.
- **Weih, M., Didon, U. M. E., Rönnberg-Wästljung, A.C. and Björkman, C. 2008.** Integrated agricultural research and crop breeding: Allelopathic weed control in cereals and long-term productivity in perennial biomass crops: a review. *Agricultural Systems* 97(3):99-107.
- **Weisman, D., Alkio, M. and Colón-Carmona, A. 2010.** Transcriptional responses to polycyclic aromatic hydrocarbon-induced stress in *Arabidopsis thaliana* reveal the involvement of hormone and defense signaling pathways. *BMC Plant Biology* 10, 59.
- **Wittenbach, V. and Abell, L. 1999.** Inhibition of valine, leucine and isoleucine biosynthesis. In: Singh B, editor. *Plant amino acids: biochemistry and biotechnology*. New York, Marcel Dekker. 385–416.
- **Worrall, F. and Kolpin, D.W. 2004.** Aquifer vulnerability to pesticide pollution – combining soil, land-use and aquifer properties with molecular descriptors. *Journal of Hydrology*. 293, 191-204.
- **Wright, S., Heuchelin, S. and Owen, M. 2015.** Herbicide Metabolism in Plants. <https://masters.agron.iastate.edu/classes/533/lesson04/index.htm>.
- **Xie, X., Zhou, Q., He, Z. and Bao, Y. 2010.** Physiological and potential genetic toxicity of chlortetracycline as an emerging pollutant in wheat (*Triticum aestivum* L.). *Environmental Toxicology and Chemistry*, 29, 922-928.
- **Yanez, L., Ortiz, D., Calderon, J., Batres, L., Carrizales, L., Mejia, J., Martinez, L., GarciaNieto, E., and Diaz-Barriga, F. 2002.** Overview of human health and chemical mixtures: problems facing developing countries. *Environ Health Perspect.* 110 Suppl 6, 901-913.
- **Yang, X., Guschina, I.A., Hurst, S., Wood, S., Langford, M., Hawkes, T. and Harwood, J.L. 2010.** The action of herbicides on fatty acid biosynthesis and elongation in barley and cucumber. *Pest Manag. Sci.* 66, 794–800.
- **Yao, X., Min, H., Lü, Z. and Yuan, H. 2006.** Influence of acetamiprid on soil enzymatic activities and respiration. *European Journal of Soil Biology*, 42, 120–126.
- **Yenne, S.P. and Hatzios, K.K. 1991.** Molecular comparison of selected herbicides and their safeners by computer-aided molecular modelling. *Journal of Agricultural and Food Chemistry.* (38): 1950-1956.

- **Yilmaz, G. and Dane, F. 2012.** Phytotoxicity Induced by Herbicide and Surfactant on stomata and epicuticular wax of Wheat. Romanian Biotechnological Letters Copyright © 2012 University of Bucharest. Vol. 17, No.6.
- **Yilmaz, G. and Dane, F. 2013.** Phytotoxic effects of herbicide Attribut and surfactant BioPower on the root, stem, and leaf anatomy of *Triticum aestivum* 'Pehlivan'. *Turk J Bot* 37: 886-893 © TÜBİTAK doi: 10.3906/bot-1204-34.
- **Yordanov, I., Velikova, V. and Tsonev, T. 2000.** Plant responses to drought, acclimation and stress tolerance. *Photosynthetic*. 38: 171-186.
- **York, L.M., Galindo-Castaneda, T., Schussler, J.R. and Lynch, J.P. 2015.** Evolution of US maize (*Zea mays* L.) root architectural and anatomical phenes over the past 100 years corresponds to increased tolerance of nitrogen stress. *J. Exp. Bot.*doi:10.1093/jxb/erv074.
- **Yüce, S., Gürel, A., Tanyolaç, B., Özmen, İ., Değirmencioglu, Ö. and Bingül, B. 1998.** Bitkilerde Stres Fizyolojisinin Moleküler Temelleri. Ege Ü. Ziraat Fak., E.Ü. Bilim–Teknoloji Uygulama ve Araştırma Merkezi, Bornova, İzmir (in Turkish).
- **Zabalza, A., Gaston, S., Ribas-Carbo, M., Orcaray, L., Igal, M., et al. 2006.** Nitrogen assimilation studies using ¹⁵N in soybean plants treated with imazethapyr, an inhibitor of branched-chain amino acid biosynthesis. *J Agric Food Chem* 54:8818–8823.
- **Zabalza, A., Gonzalez, E.M., Arrese-Igor, C. and Royuela, M. 2005.** Fermentative metabolism is induced by inhibiting different enzymes of the branched-chain amino acid biosynthesis pathway in pea plants. *J Agric Food Chem* 53: 7486–7493.
- **Zabalza, A., Orcaray, L., Gaston, S. and Royuela, M. 2004.** Carbohydrate accumulation in leaves of plants treated with the herbicide chlorsulfuron or imazethapyr is due to a decrease in sink strength. *J Agric Food Chem* 52: 7601–7606.
- **Zabalza, A., Orcaray, L., Igal, M., Schauer, N., Fernie, A.R., et al. 2011.** Unraveling the role of fermentation in the mode of action of acetolactate synthase inhibitors by metabolic profiling. *J Plant Physiol* 168: 1568–1575.
- **Zabalza, A., Zulet, A., Gil-Monreal, M., Igal, M. and Royuela, M. 2013.** Branched-chain amino acid biosynthesis inhibitors: Herbicide efficacy is associated with an induced carbon-nitrogen imbalance. *J Plant Physiol*: 170: 814–821.
- **Zaffran, J. 1998.** Initiation à la biologie végétale. Ed. Ellipses, Paris. 160p.
- **Zahedi, M., Jenner, C.F. 2003.** Analysis of effects in wheat of high temperature on grain filling attributes estimated from mathematical models of grain filling. *J. Agric. Sci.*, (141): 203-212.
- **Zahid, A. 2010.** Mécanismes cellulaires et moléculaires régissant le métabolisme des semences de céréales : rôle du réseau rédoxines-système antioxydant dans la prédiction de la qualité germinative. Thèse de doctorat. Toulouse, INPT.
- **Zang, Y., Zhong, Y., Luo, Y. and Kong, Z.M. 2000.** Genotoxicity of two novel pesticides for the earthworm, *Eisenia fetida*. *Environmental Pollution*, 108, 271-278.
- **Zeghida, A., Amrani, R., Djennadi, F., Ameroun, R., Khldoun, A.A. and Belloucif, M. 2004.** Etude de la variabilité de réponse des plantules de blé dur (*Triticum durum* Desf) à la salinité. *Céréaliculture*. ITGC. 42. Constantine : 5p.
- **Zeljezic, D., Garaj-Vrhovac, V., and Perkovic, P. 2006.** Evaluation of DNA damage induced by atrazine and atrazine-based herbicide in human lymphocytes in vitro using a comet and DNA diffusion assay. *Toxicology In Vitro*. 20(6): 923-935.

- **Zemour, K. 2014.** Etude des effets du déficit hydrique sur le processus de germination chez le blé dur (*Triticum durum* Desf.). Magister. Université Abou Bekr Belkaïd Tlemcen. Algérie.
- **Zhang, J. and Kirkham, M.B. 1992.** Antioxidant responses to drought in sunflower and sorghum seedlings. *New Phytol* 132:361-73.
- **Zhang, J. and Kirkham, M.B. 1994.** Drought-stress induced changes in activities of superoxide dismutase, catalase and peroxidases in wheat leaves. *Plant and Cell Physiology*, 35, 785-791.
- **Zhang, Z., Huang, J., Yu, G. and Hong, H. 2004.** Occurrence of PAHs, PCBs and organochlorine pesticides in the Tonghui River of Beijing. China. *Environmental Pollution*. 130, 249- 261.
- **Zhou, J. and Goldsbrough, B.P. 1993.** An Arabidopsis gene with homology to glutathione S-transferase is regulated by ethylene. *Plant Mol. Biol* 22: 517-523.
- **Zhou, J., Wang, X., Jiao, Y., Qin, Y., Liu, X., He, K., et al., 2007.** Global genome expression analysis of rice in response to drought and high-salinity stresses in shoot, fl ag leaf, and panicle. *Plant Mol Biol* 63:591–608.
- **Zulet, A., Gil-Monreal, M., Villamor, J.G., Zabalza, A., Van der Hoorn, R.A.L. and Royuela, M. 2013.** Proteolytic pathways induced by herbicides that inhibit amino acid biosynthesis. *PLoS One*, 8, e73847.

Annexe

Annexe 1. Les fiches variétales

SIMETO

FICHE VARIETALE

Variété : Simeto (Sersou)
 Obtenteur : IAO ITALIO
 Demandeur : ITGC
 Origine : Italie
 Année d'inscription : 2001
 Pedigree : Capeiti x valvona



DESIGNATION DU CARACTERE



Coléoptiles: Pigmentation anthocyanique
 Première Feuille: pigmentation anthocyanique
 Plante: Port au tallage
 Plante: fréquence des plantes ayant la dernière feuille retombante
 Epoque d'épiaison : 1^{er} épillet visible sur 50 % des plantes
 Dernière feuille: Glaucescence de la gaine
 Dernière feuille: Glaucescence du Limbe
 Barbes pigmentation anthocyanique
 Tige: Pilosité du dernier nœud
 Tige: Glaucescence du Col de l'épi
 Epi: Glaucescence
 Plante: Hauteur (Tige, épi et barbes)

Distribution des barbes

Barbes dépassant l'extrémité de l'épi
 Glume inférieure: forme (Epillet au tiers moyen de l'épi)
 Glume inférieure: Forme de la troncature
 Glume inférieure: Largeur de la troncature
 Glume inférieure: Longueur du bec
 Glume inférieure: Forme du bec
 Glume inférieure: Pilosité de la face externe
 Paille: Moelle en section transversale (mi-chemin entre l'épi et le nœud)
 Barbes: Couleur

Epi: Longueur à l'exclusion des barbes

Epi: Pilosité du Bord du 1^{er} article du rachis
 Epi: Couleur (à maturité)
 Epi: Forme en vue de profil
 Epi: Compacité

Grain: Forme

Grain: Longueur des poils de la brosse vue dorsale
 Grain: Coloration au phénol

Type de développement

NIVEAU D'EXPRESSION

Nulle à très faible
 Nulle à très faible
 Mi-dressé
 Nulle à Très faible
 Précoce
 Très forte
 Forte
 Nulle à très faible
 Nulle à Très Faible
 Forte
 Forte
 Moyenne
 Sur toute la Longueur
 Plus Longue
 Allongée
 Inclinée
 Etroite
 Courte
 Droit
 Absence
 Peu Epaisse
 Noire
 Courte
 Nulle à Très faible
 Blanc
 Pyramidale
 Moyenne
 Demi Allongée
 Moyenne
 Faible
 Hiver

Caractéristiques Agronomiques : - Rendement : Elevé

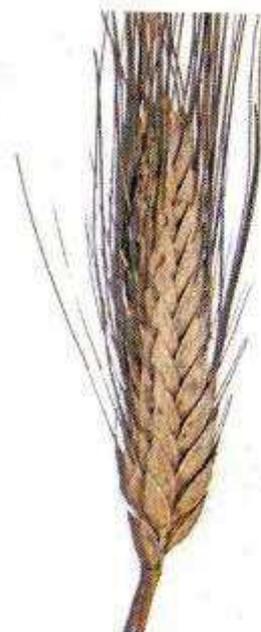
Caractéristiques technologiques : - PMG : Elevé
 - Qualité semoulière : Très Bonne
 - Mitadinage : Résistante
 - Teneur en protéines : 15,80%

Résistance aux maladies : - Oïdium feuille : Moyennement sensible
 - Oïdium Epi : Résistante
 - Rouille brune : Moyennement sensible
 - Septoriose : Moyennement sensible

CIRTA

FICHE VARIETALE

Variété : Cirta
 Obtenteur : ITGC Khroub
 Demandeur : ITGC
 Origine : Algérie
 Année d'inscription : 1999
 Pedigree : KB2140KB0KB2KB0KB0KB1KB0KB



DESIGNATION DU CARACTERE



Coléoptiles: Pigmentation anthocyannique
 Première Feuille: pigmentation anthocyannique
 Plante: Port au tallage
 Plante: fréquence des plantes ayant la dernière feuille retombante
 Epoque d'épiaison : 1^{er} épillet visible sur 50 % des plantes
 Dernière feuille: Glaucescence de la gaine
 Dernière feuille: Glaucescence du Limbe
 Barbes pigmentation anthocyannique
 Tige: Pilosité du dernier nœud
 Tige: Glaucescence du Col de l'épi
 Epi: Glaucescence
 Plante: Hauteur (Tige, épi et barbes)



Distribution des barbes
 Barbes dépassant l'extrémité de l'épi
 Glume inférieure: forme (Epillet au tiers moyen de l'épi)
 Glume inférieure: Forme de la troncature
 Glume inférieure: Largeur de la troncature
 Glume inférieure: Longueur du bec
 Glume inférieure: Forme du bec
 Glume inférieure: Pilosité de la face externe
 Paille: Moelle en section transversale (mi-chemin entre l'épi et le nœud)
 Barbes: Couleur



Epi: Longueur à l'exclusion des barbes
 Epi: Pilosité du Bord du 1^{er} article du rachis
 Epi: Couleur (à maturité)
 Epi: Forme en vue de profil
 Epi: Compacité



Grain: Forme
 Grain: Longueur des poils de la brosse vue dorsale
 Grain: Coloration au phénol

Type de développement

NIVEAU D'EXPRESSION

Nulle à très faible
 Nulle à très faible
 Mi-dressé Mi-étalé
 Nulle à Très faible
 Tardive
 Forte
 Moyen
 Nulle à très Faible
 Faible
 Forte
 Moyenne
 Moyenne

Sur toute la Longueur
 Plus Longue
 Allongée
 Echancrée
 Etroite
 Courte
 Droit
 Absence
 Moyenne
 Noire

Moyenne
 Nulle à Très faible
 Blanc
 Pyramidale
 Moyenne

Demi Allongée
 Courte
 Nulle à Très Faible

Hiver

Caractéristiques Agronomiques : - Rendement : Elevé

Caractéristiques technologiques :
 - PMG : Elevé
 - Qualité semoulière : Bonne
 - Mitadinage : Résistante
 - Teneur en protéines : 15.19%

Résistance aux maladies :
 - Oidium feuille : Faiblement sensible
 - Rouille brune : Moyennement sensible
 - Oidium Epi : Résistante
 - Septoriose : Moyennement sensible

Annexe 2. Les fiches de sécurités de Cossack et de Sekator.

Disponibles en ligne sur liens suivants :

<http://www.algeria.cropscience.bayer.com/Products/Herbicides/Cossack-OD.aspx>

<file:///C:/Users/Start/Downloads/COSSACK OD MSDS Fr.pdf>

<http://www.algeria.cropscience.bayer.com/Products/Herbicides/Sekator-OD.aspx>

<file:///C:/Users/Start/Downloads/Sekator OD - fren OK.pdf>

Bayer CropScience

FICHE DE DONNÉES DE SÉCURITÉ conformément au Règlement (CE) No.
1907/2006



IMS+MSM+MPR OD 7,5+7,5+22,5 G U-EU

Version 1 / F
102000003646

1/8
Date de révision: 26.10.2010
Date d'impression: 14.03.2011

1. IDENTIFICATION DE LA SUBSTANCE/PRÉPARATION ET DE LA SOCIÉTÉ/ENTREPRISE

Informations sur le produit

Nom commercial	IMS+MSM+MPR OD 7,5+7,5+22,5 G	U-EU
Code du produit (UVP)	05823101	
Utilisation	Herbicide	
Société	Bayer S.A.S Bayer CropScience 16, rue Jean Marie Leclair 69009 Lyon France	
Service responsable	E-mail : fds-france@bayercropscience.com	
Numéro de téléphone d'appel d'urgence	+33(0)4.72.85.25.25	
Téléfax	+33(0)4.72.85.27.99	
Numéro INRS	+33(0)1.45.42.59.59	

2. IDENTIFICATION DES DANGERS

Indications de risque pour l'homme et l'environnement

Irritant pour les yeux et la peau.
Très toxique pour les organismes aquatiques, peut entraîner des effets néfastes à long terme pour l'environnement aquatique.

3. COMPOSITION/INFORMATIONS SUR LES COMPOSANTS

Nature chimique

Dispersion huileuse (OD)
Iodosulfuron-méthyl-sodium/Mésosulfuron-méthyl/Méfenpyr-diéthyl 7,5/7,5/22,5 g/l

Composants dangereux

Nom Chimique	No.-CAS / No.-CE	Symbole(s)	Phrase(s) R	Concentration [%]
Mésosulfuron-méthyl	208465-21-8	N	R50/53	0,75
Iodosulfuron-méthyl-sodium	144550-36-7	N	R50/53	0,75
Solvant naphta aromatique lourd (pétrole)	64742-94-5 265-198-5	Xn, N	R51/53, R65, R66	> 25,00
Solvant naphta aromatique léger (pétrole)	64742-95-6 265-199-0	Xn, N	R10, R37, R51/53, R65, R66, R67	< 10,00
Docosate sodique	577-11-7 209-406-4	Xi	R38, R41	< 10,00
Ethoxylat d'alcool gras	380223-00-7	Xn, N	R22, R41, R50	> 10,00 - < 25,00
Ether de polyglycol	345642-79-7	Xi, N	R38, R41,	> 5,00 - <= 20,00



IMS+MSM+MPR OD 7,5+7,5+22,5 G U-EU

Version 1 / F
102000003646

2/8
Date de révision: 26.10.2010
Date d'impression: 14.03.2011

		R43, R51/53	
--	--	-------------	--

Pour le texte complet des phrases-R/ mentions de danger mentionnées dans cet article, voir chapitre 16.

4. PREMIERS SECOURS

Inhalation

Si les troubles se prolongent, consulter un médecin. Amener la victime à l'air libre. Garder la victime au repos et la maintenir au chaud.

Contact avec la peau

Oter immédiatement les vêtements et les chaussures contaminés. Nettoyer avec une grande quantité d'eau et du savon, si disponible, avec du polyéthylène glycol 400, puis rincer avec de l'eau. Si les troubles se prolongent, consulter un médecin.

Contact avec les yeux

Laver immédiatement et abondamment à l'eau pendant au moins 15 minutes. Après les 5 premières minutes, enlever les lentilles coméennes, si présentes, continuer à rincer l'œil. Faire appel à une assistance médicale en cas d'apparition d'une irritation qui persiste.

Ingestion

Ne PAS faire vomir. Rincer la bouche. Garder la personne au calme. Si les troubles se prolongent, consulter un médecin.

Avis aux médecins

Symptômes

Aucun symptôme connu à ce jour.

Traitement

Traitement initial : symptomatique.
Élimination par dialyse (contrainte diurèse alcaline).
En cas d'ingestion de quantité importante depuis moins de deux heures, procéder à un lavage d'estomac. De plus il est conseillé d'administrer du charbon médicinal et du sulfate de soude.

5. MESURES DE LUTTE CONTRE L'INCENDIE

Moyen d'extinction approprié

Eau pulvérisée
Mousse résistant à l'alcool
Poudre sèche
Dioxyde de carbone (CO₂)

Moyen d'extinction à ne pas utiliser pour des raisons de sécurité

Jet d'eau à grand débit

Dangers spécifiques pendant la lutte contre l'incendie

En cas d'incendie, il peut y avoir dégagement de :
Oxyde de carbone (CO)
oxydes d'azote (NO_x)
Oxydes de soufre
Acide chlorhydrique (HCl)
Acide iodhydrique (HI)

Équipement de protection spécial pour le personnel préposé à la lutte contre le feu

En cas d'incendie, porter un appareil de protection respiratoire autonome.

Bayer CropScience

FICHE DE DONNÉES DE SÉCURITÉ conformément au Règlement (CE) No.
1907/2006



IMS+MSM+MPR OD 7,5+7,5+22,5 G U-EU

Version 1 / F
102000003646

3/8
Date de révision: 26.10.2010
Date d'impression: 14.03.2011

Information supplémentaire

Eloigner le produit de la source de chaleur, sinon refroidir les containers avec de l'eau.
Dissiper la chaleur pour éviter une élévation de la pression.
Ne pas laisser pénétrer l'eau d'extinction contaminée dans les égouts ou les cours d'eau.

6. MESURES À PRENDRE EN CAS DE REJET ACCIDENTEL

Précautions individuelles

Utiliser un équipement de protection individuelle.
Éviter tout contact avec le produit répandu ou les surfaces contaminées.
Ne pas manger, boire ou fumer pendant l'intervention sur un déversement de produit.

Précautions pour la protection de l'environnement

Ne pas déverser dans les eaux de surface, les égouts et les eaux souterraines.

Méthodes de nettoyage

Enlever avec un absorbant inerte (sable, gel de silice, agglomérant pour acide, agglomérant universel, sciure).
Conserver dans des récipients adaptés et fermés pour l'élimination.

Conseils supplémentaires

Informations concernant la manipulation, voir chapitre 7.
Informations concernant les équipements de protection individuelle, voir chapitre 8.
Informations concernant l'élimination, voir chapitre 13.
Vérifier également l'existence de procédures internes au site.

7. MANIPULATION ET STOCKAGE

Manipulation

Conseils pour une manipulation sans danger

Utiliser uniquement en zone pourvue d'une ventilation avec extraction d'air appropriée.

Indications pour la protection contre l'incendie et l'explosion

Tenir à l'écart de la chaleur et des sources d'ignition.
Des vapeurs peuvent former un mélange explosif avec l'air.

Stockage

Exigences concernant les aires de stockage et les conteneurs

Éviter une exposition directe au soleil.
Garder les récipients bien fermés dans un endroit sec, frais et bien ventilé.

Précautions pour le stockage en commun

Conserver à l'écart des aliments et boissons, y compris ceux pour animaux.

Tolérance de température	min.	max.
	0 °C	30 °C

Matériau approprié

Bidons co-extrudé avec une couche barrière en EVOH entre deux couches HDPE
Seuls les IBC de 1000 L sont recommandés pour le re-conditionnement des vrac.

8. CONTRÔLE DE L'EXPOSITION/PROTECTION INDIVIDUELLE

Équipement de protection individuelle

**IMS+MSM+MPR OD 7,5+7,5+22,5 G U-EU**

4/8

Version 1 / F
10200003646Date de révision: 26.10.2010
Date d'impression: 14.03.2011

Dans le cadre d'une manipulation normale et de l'emploi préconisé, l'utilisateur final doit se référer aux indications de l'étiquette. Dans les autres cas il est recommandé d'utiliser les protections suivantes.

Protection respiratoire	Porter un appareil respiratoire filtrant les gaz et vapeurs organiques avec un facteur de protection de 10 (Norme Européenne EN140 Filter Type A ou équivalent). Les protections respiratoires ne doivent être utilisées que lors d'expositions de courte durée, après que toutes les mesures de réduction de l'exposition à la source ont été mises en place (par exemple un confinement et/ou une ventilation), de manière à maîtriser les risques résiduels. Veiller à toujours respecter les instructions du fabricant concernant le port et l'entretien des appareils respiratoires.
Protection des mains	Porter des gants nitrile estampillés CE ou équivalent (épaisseur minimum 0.4 mm). Les laver en cas de contamination. Les jeter lorsque la contamination externe ne peut pas être éliminée, lorsqu'ils sont percés ou contaminés à l'intérieur. Se laver les mains systématiquement avant de manger, boire, fumer ou d'aller aux toilettes.
Protection des yeux	Porter des lunettes masque conformes à la norme EN166 (domaine d'utilisation 5).
Protection de la peau et du corps	Porter une combinaison standard et un vêtement de type 6. Porter deux couches de vêtements dans la mesure du possible. Une combinaison en coton ou coton/polyester doit être portée sous le vêtement de protection chimique et nettoyée fréquemment par une blanchisserie industrielle.
Mesures d'hygiène	Lors de l'utilisation, ne pas manger, boire ou fumer. Se laver les mains soigneusement au savon et à l'eau avant de manger, boire, mâcher de la gomme, utiliser des produits du tabac, utiliser les toilettes ou appliquer des produits de beauté.
Mesures de protection	Eviter le contact avec la peau et les yeux. Ne pas inhaler les vapeurs.

9. PROPRIÉTÉS PHYSIQUES ET CHIMIQUES

Aspect	
Forme	liquide
Couleur	beige
Odeur	aromatique
Données de sécurité	
pH	7,0 - 10,5 à 10 % (23 °C)
Point d'éclair	env. 82 °C

Bayer CropScience

FICHE DE DONNÉES DE SÉCURITÉ conformément au Règlement (CE) No.
1907/2006



IMS+MSM+MPR OD 7,5+7,5+22,5 G U-EU

Version 1 / F
102000003646

5/8
Date de révision: 28.10.2010
Date d'impression: 14.03.2011

Température d'auto-inflammabilité	env. 405 °C à 1.021 hPa
Densité	env. 1,00 g/cm ³ à 20 °C
Viscosité, dynamique	30 - 150 mPa.s à 20 °C Gradient de vitesse 20 /s Force de cisaillement de 20/sec
Viscosité, dynamique	25 - 100 mPa.s à 20 °C Gradient de vitesse 100 /s Force de cisaillement de 100/sec
Tension superficielle	33,3 mN/m à 25 °C Déterminé dans une solution diluée à 0,25 % dans l'eau distillée (2,5 g /l).
Propriétés comburantes	Le produit n'est pas comburant
Explosivité	Non-explosif 92/69/CEE, A.14 / OCDE 113

10. STABILITÉ ET RÉACTIVITÉ

Réactions dangereuses	Pas de réactions dangereuses si les recommandations de stockage et de manipulation sont respectées. Stable dans les conditions recommandées de stockage.
-----------------------	---

11. INFORMATIONS TOXICOLOGIQUES

Toxicité aiguë par voie orale	DL50 (rat) > 5.000 mg/kg
Toxicité aiguë par pénétration cutanée	DL50 (rat) > 4.000 mg/kg
Irritation de la peau	Irritant pour la peau. (lapin)
Irritation des yeux	Irritant pour les yeux. (lapin)
Sensibilisation	Non sensibilisant. (souris) OCDE Ligne Directrice 429, essai de stimulation locale des ganglions lymphatiques (ELGL)

12. INFORMATIONS ÉCOLOGIQUES

Biodégradabilité	Difficilement biodégradable.
Effets écotoxicologiques	
Toxicité pour le poisson	CL50 (Oncorhynchus mykiss (Truite arc-en-ciel)) 9,51 mg/l Durée d'exposition: 96 h

Bayer CropScience

FICHE DE DONNÉES DE SÉCURITÉ conformément au Règlement (CE) No.
1907/2006



IMS+MSM+MPR OD 7,5+7,5+22,5 G U-EU

6/8

Version 1 / F
102000003646

Date de révision: 26.10.2010
Date d'impression: 14.03.2011

Toxicité pour les invertébrés aquatiques	CE50 (Puce aquatique (Daphnia magna)) 6,0 mg/l Durée d'exposition: 48 h
Toxicité pour les plantes aquatiques	CE50 (Pseudokirchneriella subcapitata) 1,71 mg/l Durée d'exposition: 72 h
Toxicité pour les plantes aquatiques	CE50 (Lemna gibba (lentille d'eau)) 65,8 µg/l Durée d'exposition: 7 jr

13. CONSIDÉRATIONS RELATIVES À L'ÉLIMINATION

Produit

Ne pas jeter les déchets à l'égout.

Sous réserve d'observer les règlements en vigueur et, le cas échéant, après accord avec le service de collecte et les autorités compétentes, le produit peut être transporté sur une décharge ou dans une installation d'incinération.

Emballages contaminés

Vider, rincer et éliminer les emballages vides via une collecte organisée par les distributeurs partenaires de la filière ADIVALOR pour les produits professionnels ou un autre service de collecte comme Eco-Emballages (Point Vert) pour les produits grand public.

Code d'élimination des déchets

020108 déchets agrochimiques contenant des substances dangereuses

14. INFORMATIONS RELATIVES AU TRANSPORT

ADR/RID/ADNR

Numéro ONU	3082
Étiquettes	9
Groupe d'emballage	III
Code danger	90
Description des marchandises	MATIERE DANGEREUSE DU POINT DE VUE DE L'ENVIRONNEMENT, LIQUIDE, N.S.A. (IODOSULFURON-METHYL-SODIUM, MESOSULFURON-METHYL, SOLVANT NAPHTHA AROMATIQUE LOURD (PETROLE) MELANGE)
Code tunnel	E

Cette classification n'est en principe pas valable pour le transport par bateau-citerne sur les voies navigables. Veuillez vous adresser au fabricant pour plus d'informations.

IMDG

Numéro ONU	3082
Étiquettes	9
Groupe d'emballage	III
No EMS	F-A, S-F
Polluant marin	Polluant marin
Description des marchandises	ENVIRONMENTALLY HAZARDOUS SUBSTANCE, LIQUID, N.O.S. (IODOSULFURON-METHYL SODIUM, MESOSULFURON-METHYL, SOLVENT NAPHTHA (PETROLEUM) HEAVY AROMATIC MIXTURE)

**IMS+MSM+MPR OD 7,5+7,5+22,5 G U-EU**

7/8

Version 1 / F
10200003846Date de révision: 26.10.2010
Date d'impression: 14.03.2011**IATA**

Numéro ONU	3082
Étiquettes	9
Groupe d'emballage	III
Description des marchandises	ENVIRONMENTALLY HAZARDOUS SUBSTANCE, LIQUID, N.O.S. (IODOSULFURON-METHYL SODIUM, MESOSULFURON- METHYL, SOLVENT NAPHTHA (PETROLEUM) HEAVY AROMATIC MIXTURE)

15. INFORMATIONS RÉGLEMENTAIRES

Étiquetage conformément à la Directive Européenne 1999/45/CE (relative à la classification, à l'emballage et à l'étiquetage des préparations dangereuses) et à ses amendements.

Soumis à étiquetage réglementaire:

Composants dangereux qui doivent être listés sur l'étiquette:

- Iodosulfuron-méthyl-sodium
- Méso-sulfuron-méthyl

Symbole(s)

Xi	Irritant
N	Dangereux pour l'environnement

Phrase(s) R

R36/38	Irritant pour les yeux et la peau.
R50/53	Très toxique pour les organismes aquatiques, peut entraîner des effets néfastes à long terme pour l'environnement aquatique.

Phrase(s) S

S35	Ne se débarrasser de ce produit et de son récipient qu'en prenant toutes précautions d'usage.
S57	Utiliser un récipient approprié pour éviter toute contamination du milieu ambiant.

Étiquetage exceptionnel

Respectez les instructions d'utilisation pour éviter les risques pour l'homme et l'environnement.
Contient polyglycol ether. Peut déclencher une réaction allergique.

Information supplémentaire

Classement OMS : III (Peu dangereux)

Législation des Installations Classées pour la Protection de l'Environnement (Loi du 19/07/76 modifiée et Décret du 08/07/09)

Rubrique n° 1172 : Stockage et emploi de substances dangereuses pour l'environnement (très toxiques pour les organismes aquatiques)

Maladies professionnelles

Tableau(x) Numéro(s) :

84	Affections engendrées par les solvants organiques liquides à usage professionnel (indiqués dans le tableau).
----	--

16. AUTRES DONNÉES

Bayer CropScience

FICHE DE DONNÉES DE SÉCURITÉ conformément au Règlement (CE) No.
1907/2006



IMS+MSM+MPR OD 7,5+7,5+22,5 G U-EU

8/8

Version 1 / F
10200003646

Date de révision: 26.10.2010
Date d'impression: 14.03.2011

Autres informations

Texte des phrases R mentionnées dans la Section 3

R10	Inflammable.
R22	Nocif en cas d'ingestion.
R37	Irritant pour les voies respiratoires.
R38	Irritant pour la peau.
R41	Risque de lésions oculaires graves.
R43	Peut entraîner une sensibilisation par contact avec la peau.
R50	Très toxique pour les organismes aquatiques.
R50/53	Très toxique pour les organismes aquatiques, peut entraîner des effets néfastes à long terme pour l'environnement aquatique.
R51/53	Toxique pour les organismes aquatiques, peut entraîner des effets néfastes à long terme pour l'environnement aquatique.
R65	Nocif: peut provoquer une atteinte des poumons en cas d'ingestion.
R66	L'exposition répétée peut provoquer dessèchement ou gerçures de la peau.
R67	L'inhalation de vapeurs peut provoquer somnolence et vertiges.

Les informations données dans la présente fiche sont conformes aux dispositions du Règlement (CE) no. 1907/2006. Cette fiche complète les notices techniques d'utilisation mais ne les remplace pas. Les renseignements qu'elle contient sont basés sur l'état de nos connaissances relatives au produit concerné, à la date indiquée. L'attention des utilisateurs est en outre attirée sur les risques éventuellement encourus lorsqu'un produit est utilisé à d'autres usages que ceux pour lesquels il est conçu. Les informations données satisfont aux dispositions réglementaires communautaires en vigueur. Elle ne dispense en aucun cas l'utilisateur de connaître et d'appliquer l'ensemble des textes réglementaires nationaux en vigueur.

Les modifications par rapport à la dernière version sont mises en évidence en marge. Cette version remplace toutes les éditions précédentes.

**AMS+IMS+MPR OD 100+25+250 G****U-EU**

1/8

Version 1 / EU
10200008348Date de révision: 15.06.2007
Date d'impression: 26.06.2007**1. IDENTIFICATION DE LA SUBSTANCE/PRÉPARATION ET DE LA SOCIÉTÉ/ENTREPRISE****Informations sur le produit**

Nom commercial	AMS+IMS+MPR OD 100+25+250 G	U-EU
Code du produit (UVP)	06281230	
Utilisation	Herbicide	
Société	Bayer CropScience AG Alfred-Nobel-Straße 50 40789 Monheim Allemagne	
Téléphone	+49(0)2173-38-3373	
Téléfax	+49(0)2173-38-7394	
Service responsable	Material and Transport Safety Management +49(0)2173-38-3409/4566 E-mail : INFO.EHS@bayercropscience.com	
Numéro de téléphone d'appel d'urgence	+49(0)2133-51-4233 (Sicherheitszentrale Dormagen, Bayer AG)	

2. IDENTIFICATION DES DANGERS**Indications de risque pour l'homme et l'environnement**

Irritant pour les yeux.
Toxique pour les organismes aquatiques, peut entraîner des effets néfastes à long terme pour l'environnement aquatique.

3. COMPOSITION/INFORMATION SUR LES COMPOSANTS**Nature chimique**

Dispersion huileuse (OD)
iodosulfuron-méthyl-sodium+amidosulfuron+mefenpyr-diethyl 25+100+250 g/L

Composants dangereux

Nom Chimique	No.-CAS / No.-EINECS	Symbole(s)	Phrase(s) R	Concentration [%]
iodosulfuron-méthyl-sodium	144550-36-7	N	R50/53	2,20
Amidosulfuron	120923-37-7		R52/53	8,80
Solvant naphta aromatique lourd (pétrole)	64742-94-5 265-198-5	Xn, N	R51/53, R65, R66	> 25,00
Solvant naphta aromatique léger (pétrole)	64742-95-6 285-199-0	Xn, N	R10, R37, R51/53, R65, R66, R67	< 15,00
Diocylsulfosuccinate de sodium	577-11-7 209-406-4	Xi	R36/38	> 5,00 - < 20,00
Fatty alcohol ethoxylated alkyl ether	345642-79-7	Xn, N	R38, R41, R51/53	< 10,00

Bayer CropScience

FICHE DE DONNÉES DE SÉCURITÉ conformément au règlement (CE) N°
1907/2006



AMS+IMS+MPR OD 100+25+250 G

U-EU

2/8

Version 1 / EU
102000008346

Date de révision: 15.06.2007
Date d'impression: 26.06.2007

Pour le texte complet des phrases R mentionnées dans cet article, voir chapitre 16.

4. PREMIERS SECOURS

Conseils généraux

S'éloigner de la zone dangereuse. La victime doit rester allongée en position latérale de sécurité ; la couvrir et la garder au chaud. Enlever immédiatement tout vêtement souillé et le mettre à l'écart.

Inhalation

Amener la victime à l'air libre. Garder la victime au repos et la maintenir au chaud. Si les troubles se prolongent, consulter un médecin.

Contact avec la peau

Nettoyer avec une grande quantité d'eau et du savon, si disponible, avec du polyéthylèneglycol 400, puis rincer avec de l'eau. Si les troubles se prolongent, consulter un médecin.

Contact avec les yeux

Rincer immédiatement et abondamment à l'eau, y compris sous les paupières, pendant au moins 15 minutes. Après les 5 premières minutes, enlever les lentilles cornéennes, si présentes, continuer à rincer l'oeil. Faire appel à une assistance médicale en cas d'apparition d'une irritation qui persiste.

Ingestion

Rincer la bouche. Ne PAS faire vomir. Provoquez le vomissement, seulement si : 1. le patient est parfaitement conscient, 2. aucune aide médicale n'est rapidement disponible, 3. l'équivalent d'une cuiller à soupe a été ingérée, et 4. l'ingestion remonte à moins d'une heure. (Le vomi ne doit pas pénétrer dans les voies respiratoires.) Si les troubles se prolongent, consulter un médecin.

Avis aux médecins

Symptômes

Systémique : Irritation. Aucun symptôme connu à ce jour.

Traitement

Traiter de façon symptomatique.

Un lavage gastrique n'est normalement pas requis. Si l'équivalent d'une cuiller à soupe a été ingérée, administrer du charbon médicinal et sulfate de sodium. Il n'existe pas d'antidote spécifique.

5. MESURES DE LUTTE CONTRE L'INCENDIE

Moyen d'extinction approprié

Eau pulvérisée
Mousse résistant à l'alcool
Poudre sèche
Dioxyde de carbone (CO₂)

Moyen d'extinction à ne pas utiliser pour des raisons de sécurité

Jet d'eau à grand débit

Dangers spécifiques pendant la lutte contre l'incendie

En cas d'incendie, il peut y avoir dégagement de :
oxyde de carbone (CO)
oxydes d'azote (NO_x)
Oxydes de soufre
acide chlorhydrique (HCl)

Bayer CropScience

FICHE DE DONNÉES DE SÉCURITÉ conformément au règlement (CE) N°
1907/2006



AMS+IMS+MPR OD 100+25+250 G

U-EU

Version 1 / EU
102000008346

3/8
Date de révision: 15.06.2007
Date d'impression: 26.06.2007

acide iodhydrique (HI)

Équipement de protection spécial pour le personnel préposé à la lutte contre le feu
En cas d'incendie, porter un appareil de protection respiratoire autonome.

Information supplémentaire

Eloigner le produit de la source de chaleur, sinon refroidir les containers avec de l'eau.
Dissiper la chaleur pour éviter une élévation de la pression.
Si possible endiguer les eaux d'extinction avec du sable ou de la terre.
Ne pas laisser pénétrer l'eau d'extinction contaminée dans les égouts ou les cours d'eau.

6. MESURES À PRENDRE EN CAS DE REJET ACCIDENTEL

Précautions individuelles

Utiliser un équipement de protection individuelle.

Précautions pour la protection de l'environnement

Ne pas déverser dans les eaux de surface, les égouts et les eaux souterraines.
En cas de pollution de cours d'eau, lacs ou égouts, informer les autorités compétentes conformément aux dispositions locales.

Méthodes de nettoyage

Conserver dans des récipients adaptés et fermés pour l'élimination.
Absorber avec un agent inerte (sable, gel de silice, agglomérant pour acide, agglomérant universel).

Conseils supplémentaires

Informations concernant la manipulation, voir chapitre 7.
Informations concernant les équipements de protection individuelle, voir chapitre 8.
Informations concernant l'élimination, voir chapitre 13.

7. MANIPULATION ET STOCKAGE

Manipulation

Conseils pour une manipulation sans danger

Utiliser uniquement en zone pourvue d'une ventilation avec extraction d'air appropriée.

Indications pour la protection contre l'incendie et l'explosion

Tenir à l'écart de la chaleur et des sources d'ignition.
Des vapeurs peuvent former un mélange explosif avec l'air.

Stockage

Exigences concernant les aires de stockage et les conteneurs

Conserver dans le conteneur original.
Éviter une exposition directe au soleil.
Garder les récipients bien fermés dans un endroit sec, frais et bien ventilé.
Protéger du gel.

Précautions pour le stockage en commun

Conserver à l'écart des aliments et boissons, y compris ceux pour animaux.

Stabilité au stockage

Durée de stockage	12 mois
Température de stockage	0 - 30 °C
Autres données	Ne pas stocker à plus de 40 °C.

Matériau approprié

Bayer CropScience

FICHE DE DONNÉES DE SÉCURITÉ conformément au règlement (CE) N°
1907/2006



AMS+IMS+MPR OD 100+25+250 G

U-EU

Version 1 / EU
10200008346

4/8
Date de révision: 15.06.2007
Date d'impression: 26.06.2007

Bidons co-extrudé avec une couche barrière en EVOH à l'intérieur.
Bidons co-extrudé avec une couche barrière en Polyamid (PA) à l'intérieur.
Tôle avec vernis à l'intérieur
Tôle en fer blanc avec vernis à l'intérieur
Polyéthylène haute densité (PEHD) fluoré

8. CONTRÔLE DE L'EXPOSITION/PROTECTION INDIVIDUELLE

Équipement de protection individuelle

Dans le cadre d'une manipulation normale et de l'emploi préconisé, l'utilisateur final doit se référer aux indications de l'étiquette. Dans les autres cas il est recommandé d'utiliser les protections suivantes.

Protection respiratoire	Aucun équipement de protection respiratoire individuelle n'est normalement nécessaire. Les protections respiratoires ne doivent être utilisées que lors d'expositions de courte durée, après que toutes les mesures de réduction de l'exposition à la source ont été mises en place (par exemple un confinement et/ou une ventilation), de manière à maîtriser les risques résiduels. Veiller à toujours respecter les instructions du fabricant concernant le port et l'entretien des appareils respiratoires.
Protection des mains	Porter des gants nitrile estampillés CE ou équivalent (épaisseur minimum 0,4 mm). Les laver en cas de contamination. Les jeter lorsque la contamination externe ne peut pas être éliminée, lorsqu'ils sont percés ou contaminés à l'intérieur. Se laver les mains systématiquement avant de manger, boire, fumer ou d'aller aux toilettes.
Protection des yeux	Porter des lunettes masque conformes à la norme EN166 (domaine d'utilisation 5).
Protection de la peau et du corps	Porter une combinaison standard et un vêtement de type 6.
Mesures d'hygiène	Lors de l'utilisation, ne pas manger, boire ou fumer. À manipuler conformément aux bonnes pratiques d'hygiène industrielle et aux consignes de sécurité. Se laver les mains avant les pauses et immédiatement après manipulation du produit.
Mesures de protection	Éviter le contact avec la peau et les yeux. Ne pas inhaler les aérosols.

9. PROPRIÉTÉS PHYSIQUES ET CHIMIQUES

Aspect

Forme	liquide
Couleur	brun clair
Odeur	aromatique

**Données de sécurité**

pH	9,5 - 11 à 1 % (23 °C)
Point d'éclair	> 65 °C
Température d'auto-inflammabilité	440 °C
Densité	env. 1,13 g/cm ³ à 20 °C
Densité	1,11 - 1,15 g/cm ³
Hydrosolubilité	dispersable
Viscosité, dynamique	120 - 300 mPa.s à 20 °C
Viscosité, dynamique	100 - 250 mPa.s à 20 °C
Viscosité, cinématique	env. 113 mm ² /s à 40 °C Force de cisaillement de 100/sec
Viscosité, cinématique	env. 203 mm ² /s à 40 °C Force de cisaillement de 20/sec
Tension superficielle	35,7 mN/m à 20 °C Déterminé dans une solution diluée à 0.1 % dans l'eau distillée (1 g/l).
Explosivité	Non-explosif 92/69/CEE, A.14 / OCDE 113

10. STABILITÉ ET RÉACTIVITÉ

Conditions à éviter	Températures extrêmes et lumière du soleil directe.
Réactions dangereuses	Pas de réactions dangereuses si les recommandations de stockage et de manipulation sont respectées. Stable dans les conditions recommandées de stockage.

11. INFORMATIONS TOXICOLOGIQUES

Toxicité aiguë par voie orale	DL50 (rat) > 5.000 mg/kg
Toxicité aiguë par inhalation	CL50 (rat) > 1,339 mg/l Durée d'exposition: 4 h Concentration testée la plus élevée.
Toxicité aiguë par pénétration cutanée	DL50 (rat) > 4.000 mg/kg
Irritation de la peau	Faiblement irritant - marquage non obligatoire. (lapin)
Irritation des yeux	Irritant pour les yeux. (lapin)

Bayer CropScience

FICHE DE DONNÉES DE SÉCURITÉ conformément au règlement (CE) N°
1907/2006



AMS+IMS+MPR OD 100+25+250 G U-EU

6/8

Version 1 / EU
102000008346

Date de révision: 15.06.2007
Date d'impression: 26.06.2007

Sensibilisation Non sensibilisant. (cochon d'Inde)
OCDE Ligne Directrice 406, Test de Buehler

12. INFORMATIONS ÉCOLOGIQUES

Biodégradabilité Difficilement biodégradable.

Effets écotoxicologiques

Toxicité pour le poisson CL50 (Truite arc-en-ciel (*Oncorhynchus mykiss*)) 8,59 mg/l
Durée d'exposition: 96 h

Toxicité pour les daphnies CE50 (Puce aquatique (*Daphnia magna*)) 3,2 mg/l
Durée d'exposition: 48 h
Un test a été réalisé avec une formulation similaire.

Toxicité pour les algues CE50 (*Pseudokirchneriella subcapitata*) 1,08 mg/l
Durée d'exposition: 72 h
Un test a été réalisé avec une formulation similaire.

13. CONSIDÉRATIONS RELATIVES À L'ÉLIMINATION

Produit

Ne pas jeter les déchets à l'égout.
Sous réserve d'observer les règlements en vigueur et, le cas échéant, après accord avec le service de collecte et les autorités compétentes, le produit peut être transporté sur une décharge ou dans une installation d'incinération.

Emballages contaminés

Récipients à rincer 3 fois.
Perforer le récipient pour éviter la réutilisation.
L'emballage rincé peut être évacué en décharge ou incinéré, si les réglementations locales le permettent.
Les récipients non totalement vidés doivent être éliminés comme des déchets dangereux.

Code d'élimination des déchets

020108 déchets agrochimiques contenant des substances dangereuses

14. INFORMATIONS RELATIVES AU TRANSPORT

ADR/RID/ADNR

Numéro ONU	3082
Étiquettes	9
Groupe d'emballage	III
Code danger	90
Description des marchandises	MATIERE DANGEREUSE DU POINT DE VUE DE L'ENVIRONNEMENT, LIQUIDE, N.S.A. (IODOSULFURON-METHYL-SODIUM, SOLVANT NAPHTHA AROMATIQUE LOURD (PETROLE) MELANGE)

IMDG

Numéro ONU	3082
------------	------

**AMS+IMS+MPR OD 100+25+250 G****U-EU**

7/8

Version 1 / EU
10200008346Date de révision: 15.06.2007
Date d'impression: 26.06.2007

Étiquettes	9
Groupe d'emballage	III
No EMS	F-A, S-F
Polluant marin	Polluant marin
Description des marchandises	ENVIRONMENTALLY HAZARDOUS SUBSTANCE, LIQUID, N.O.S. (IODOSULFURON-METHYL SODIUM/SOLVENT NAPHTHA (PETROLEUM) HEAVY AROMATIC MIXTURE)

IATA

Numéro ONU	3082
Étiquettes	9
Groupe d'emballage	III
Description des marchandises	ENVIRONMENTALLY HAZARDOUS SUBSTANCE, LIQUID, N.O.S. (IODOSULFURON-METHYL SODIUM/SOLVENT NAPHTHA (PETROLEUM) HEAVY AROMATIC MIXTURE)

15. INFORMATIONS RÉGLEMENTAIRES

Classement et étiquetage conformément à la Directive Européenne 1999/45/CE (relative à la classification, à l'emballage et à l'étiquetage des préparations dangereuses) et à ses amendements.

Classification:

Soumis à étiquetage réglementaire

Composants dangereux qui doivent être listés sur l'étiquette:

- Iodosulfuron-méthyl-sodium
- Solvant naphtha aromatique lourd (pétrole)

Symbole(s)

Xi	Irritant
N	Dangereux pour l'environnement

Phrase(s) R

R36	Irritant pour les yeux.
R51/53	Toxique pour les organismes aquatiques, peut entraîner des effets néfastes à long terme pour l'environnement aquatique.

Phrase(s) S

S26	En cas de contact avec les yeux, laver immédiatement et abondamment avec de l'eau et consulter un spécialiste.
S35	Ne se débarrasser de ce produit et de son récipient qu'en prenant toutes précautions d'usage.
S39	Porter un appareil de protection des yeux/du visage.
S57	Utiliser un récipient approprié pour éviter toute contamination du milieu ambiant.
S62	En cas d'ingestion, ne pas faire vomir. Consulter immédiatement un médecin et lui montrer l'emballage ou l'étiquette.

Étiquetage exceptionnel

Respectez les instructions d'utilisation pour éviter les risques pour l'homme et l'environnement.

Information supplémentaire

Classement OMS : III (Peu dangereux)



16. AUTRES DONNÉES

Autres informations

Texte des phrases R mentionnées au chapitre 3 :

R10	Inflammable.
R36/38	Irritant pour les yeux et la peau.
R37	Irritant pour les voies respiratoires.
R38	Irritant pour la peau.
R41	Risque de lésions oculaires graves.
R50/53	Très toxique pour les organismes aquatiques, peut entraîner des effets néfastes à long terme pour l'environnement aquatique.
R51/53	Toxique pour les organismes aquatiques, peut entraîner des effets néfastes à long terme pour l'environnement aquatique.
R52/53	Nocif pour les organismes aquatiques, peut entraîner des effets néfastes à long terme pour l'environnement aquatique.
R65	Nocif: peut provoquer une atteinte des poumons en cas d'ingestion.
R66	L'exposition répétée peut provoquer dessèchement ou gerçures de la peau.
R67	L'inhalation de vapeurs peut provoquer somnolence et vertiges.

Les informations données dans la présente fiche sont conformes aux dispositions du Règlement (CE) no. 1907/2006. Cette fiche complète les notices techniques d'utilisation mais ne les remplace pas. Les renseignements qu'elle contient sont basés sur l'état de nos connaissances relatives au produit concerné, à la date indiquée. L'attention des utilisateurs est en outre attirée sur les risques éventuellement encourus lorsqu'un produit est utilisé à d'autres usages que ceux pour lesquels il est conçu. Les informations données satisfont aux dispositions réglementaires communautaires en vigueur. Elle ne dispense en aucun cas l'utilisateur de connaître et d'appliquer l'ensemble des textes réglementaires nationaux en vigueur.

Les modifications par rapport à la dernière version sont mises en évidence en marge. Cette version remplace toutes les éditions précédentes.

Annexe 3. Les Courbes de références

1. Courbes d'étalonnages des dosages réalisés sur les feuilles de *T.durum*.

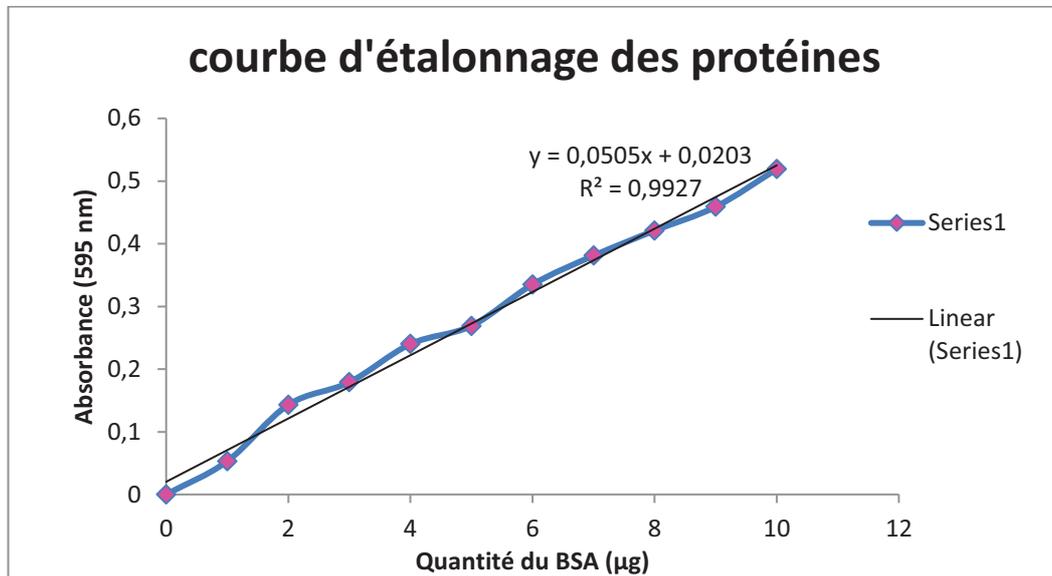


Figure 1. Dosage des échantillons biologiques (protéines foliaires) : courbe de référence (droite étalon) exprimant l'absorbance à 595 nm en fonction de la quantité d'Albumine.

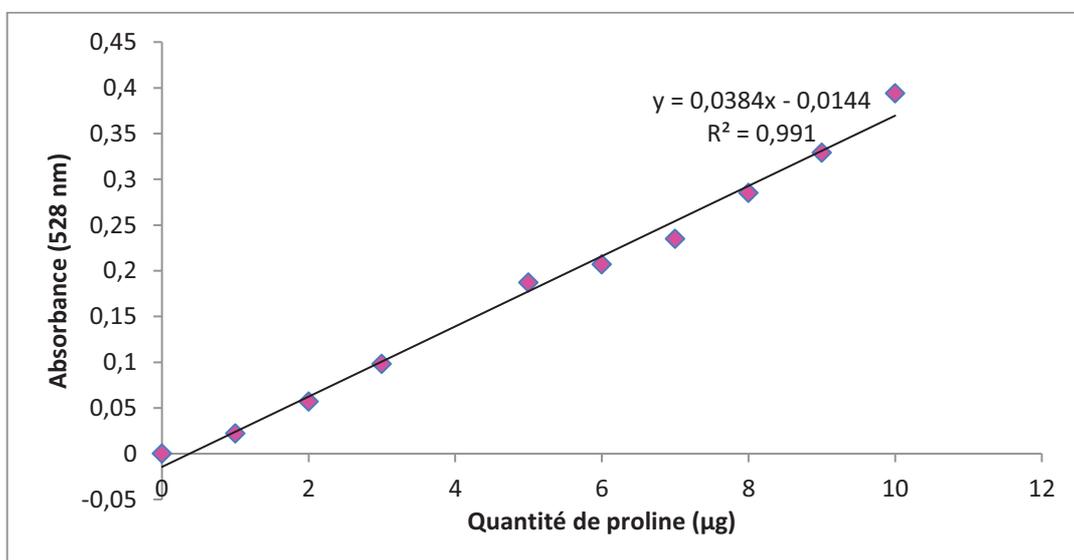


Figure 2. Dosage des échantillons biologiques (Proline foliaire): courbe de référence (droite étalon) exprimant l'absorbance à 528 nm en fonction de la quantité de la proline.

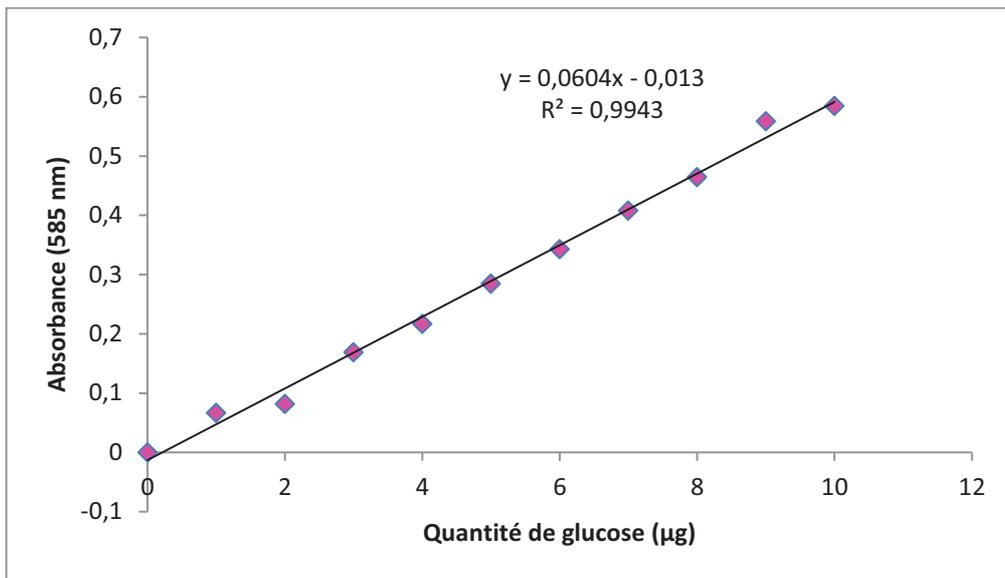


Figure 3. Dosage des échantillons biologiques (sucre foliaire): courbe de référence (droite étalon) exprimant l'absorbance en fonction de la quantité de glucose.

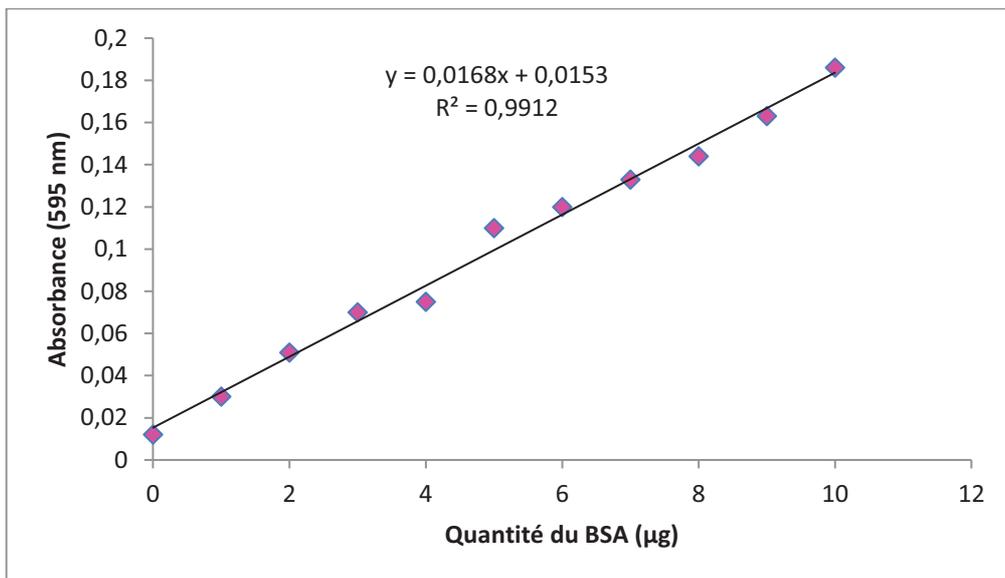


Figure 4. Courbe d'étalonnage de la quantité d'Albumine pour le dosage des protéines enzymatiques.

2. Courbe d'étalonnage des solutions des matières actives utilisées pour le dopage des matrices pour l'analyse de résidus par LC-MS/MS.

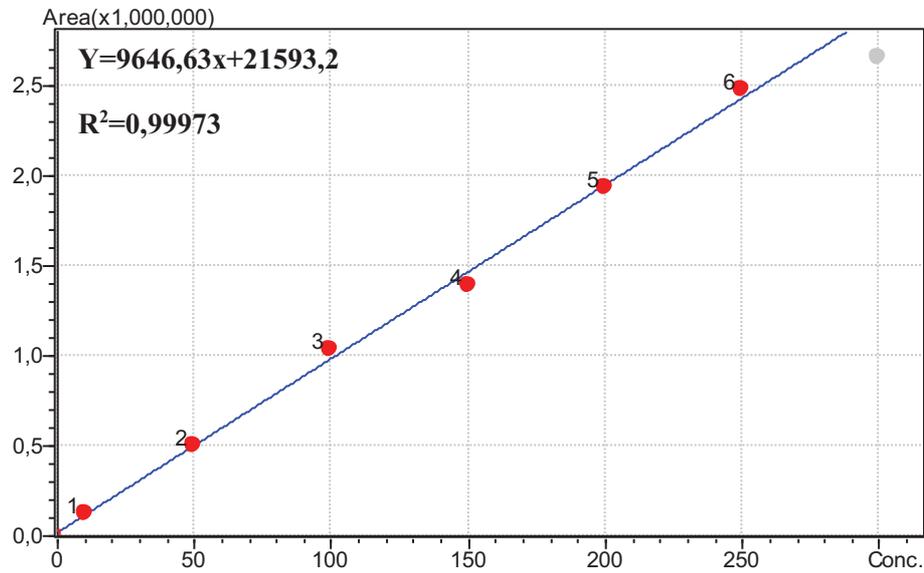


Figure 5. Courbe de Linéarité du Méfenpyrdiethyl

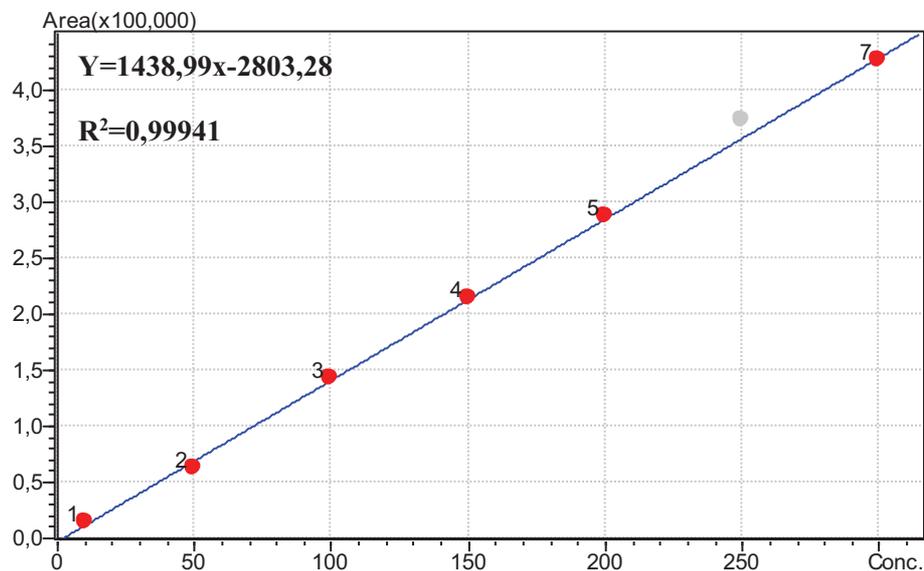


Figure 6. Courbe de Linéarité du Mesosulfuron méthyl sodium

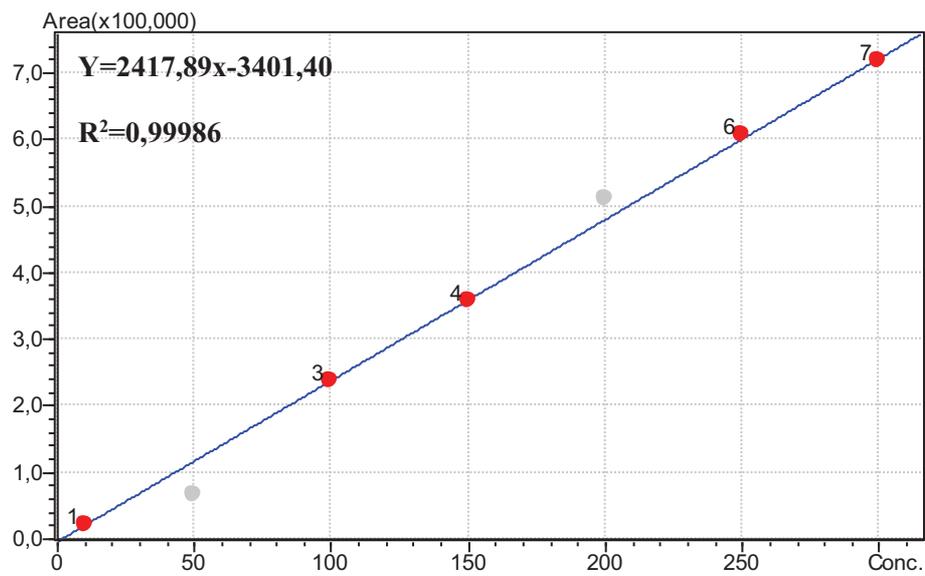


Figure 7. Courbe de linéarité de l'Iodosulfuron méthyl sodium.

Annexe 4. Rapport d'analyse de résidus.

REPUBLIQUE TUNISIENNE
MINISTERE DE L'AGRICULTURE, DES
RESSOURCES HYDRAULIQUES ET DE
LA PECHE
DIRECTION GENERALE DE LA
PROTECTION ET DE CONTROLE DE LA
QUALITE DES PRODUITS AGRICOLES



SOUS DIRECTION DES ANALYSES ET DE
LA NORMALISATION
SERVICE DES ANALYSES CHIMIQUES

RAPPORT D'ANALYSE DES RESIDUS DE PESTICIDES (FOR/TC/20)

R^o: 017/2016

Tunis le : 09/03/2016

Nom et adresse du client : Meriem Ferfar-Laboratoire de Toxicologie Cellulaire
Université Badji Mokhtar Annaba-Faculté des sciences
ALGERIE

Date du dépôt de la demande /convention d'analyse: 11/01/2016 Réf : D003/2016
Produit : Plant du blé dur (06 échantillons) Date de réception des échantillons: 11/01/2016 Réf éch: voir tableau
Analyse (s) demandée (s): Résidus d'Iodosulfuron-Méthyl ; Mésosulfuron-Méthyl et Méfenpyr-Diéthyl
Référentiel (s) d'analyse: Norme européenne EN 15662 du Janvier 2009 (méthode QuEChER'S).
SANCO/12571/2013.

Début/Fin d'analyse: 12-01-2016/10-02-2016

Echantillon(s) prélevé (s) par : Le client

Résultats:

Molécule(s)	LQ (ppm)	TR (%)	Référence Client	Référence Laboratoire	Résultats (ppm)	Technique(s) d'analyse
Iodosulfuron- Méthyl	0.01	63	TV1	E007/2016	<LQ	LC-MS/MS
			V1P1C3	E008/2016	0.085	
			V1P2C3	E009/2016	0.088	
			TV2	E010/2016	<LQ	
			V2P1C3	E011/2016	0.093	
			V2P2C3	E012/2016	0.086	

1/2

**Chef de Service
Des Analyses Chimiques**

Le Chef de Service
des Analyses Chimiques

09 MARS 2016

Signé: LABED Abdelbekki

« Les résultats ne concernent que les échantillons soumis pour analyse »
« Ce rapport ne doit être reproduit, sauf dans son intégralité, sans l'autorisation écrite du Service des Analyses Chimiques »

Direction générale de la protection et du contrôle de la qualité des produits agricoles, 30 rue Alain Savary 1002 Tunis Belvédère
tel : 71788979 ; fax : 71784419 ; Email : bd.dgpcpa@iresa.agrinet.tn



RAPPORT D'ANALYSE DES RESIDUS DE PESTICIDES
(FOR/TC/20)

R°: 017/2016

Molécule(s)	LQ (ppm)	TR (%)	Référence Client	Référence Laboratoire	Résultats (ppm)	Technique(s) d'analyse
Mésosulfuron- Méthyl	0.01	67	TV1	E007/2016	<LQ	LC-MS/MS
			V1P1C3	E008/2016	0.144	
			V1P2C3	E009/2016	<LQ	
			TV2	E010/2016	<LQ	
			V2P1C3	E011/2016	0.129	
			V2P2C3	E012/2016	<LQ	
Méfénpyr- Diéthyl	0.01	94	TV1	E007/2016	<LQ	LC-MS/MS
			V1P1C3	E008/2016	0.130	
			V1P2C3	E009/2016	0.120	
			TV2	E010/2016	<LQ	
			V2P1C3	E011/2016	0.078	
			V2P2C3	E012/2016	0.064	

- LQ : Limite de Quantification
- TR : Taux de Récupération
- ppm : mg/kg

Note bien :

L'abréviation « < LQ » signifie que la molécule est absente ou non quantifiable dans l'échantillon selon les limites de quantification de la méthode et des instruments de mesure utilisés.

2/2

**Chef de Service
Des Analyses Chimiques**

Le Chef de Service
des Analyses Chimiques

09 KABS 2016

Signé: *Abdelbaki*

« Les résultats ne concernent que les échantillons soumis pour analyse »

« Ce rapport ne doit être reproduit, sauf dans son intégralité, sans l'autorisation écrite du Service des Analyses Chimiques »

Direction générale de la protection et du contrôle de la qualité des produits agricoles, 30 rue Alain Savary 1002 Tunis Belvédère
tel : 71788979 ; fax : 71784419 ; Email : fo.dgpcqa@iresa.agrinet.tn

Mise en valeur
Mise en valeur

Scientifique
Scientifique

Liste des communications écrites et orales

Liste des communications écrites

Publication

Phytotoxic effects of a sulfonylurea herbicide on two varieties of durum wheat (*Triticum durum* Desf), International Journal of Pharmaceutical Research & Allied Sciences, 2016, 5(4):159-168. Ferfar, M., MEKSEM AMARA, L., GRARA, N., MEKSEM, N., BENSALD, M. and DJEBAR, M.R.

Poster :

Etude de la toxicité de deux herbicides sulfonylurées sur une variété de blé dur (*Triticum durum* Desf). Ferfar, M., Meksem Amara, L. et Djebbar, M.R. au IIème Congrès International de Biotechnologie et Valorisation des Bio-Ressources (BVBR) tenu du 18 au 20 Mars à Tabarka, Tunisie.

Etude de la phytotoxicité d'un herbicide sulfonyluré sur un modèle biologique : *Triticum durum* Desf. Ferfar, M., Meksem Amara, L. et Djebbar, M.R. au 1^{er} Congrès International de Biotoxicologie et Bioactivité tenu le 26 et le 27 Novembre 2014 à Oran, Algérie.

Etude des changements physiologiques, biochimiques et enzymatiques due à l'application d'un traitement herbicide chez une plante non cible : *Triticum durum* Desf. Ferfar, M., Meksem Amara, L. et Djebbar, M.R. au Séminaire International des Biotechnologies (SiBC) tenu le 19, 20 et 21 Octobre 2015 à l'université Mentouri Constantine, Algérie.

Etude de l'effet d'utilisation d'un herbicide sulfonyluré sur quelques biomarqueurs enzymatiques chez *Triticum durum* Desf. Ferfar, M., Meksem Amara, L., Meksem, N. et Djebbar, M.R. au 1^{er} Colloque International de la Biologie Appliquée (CIBA 2015), tenu du 29 Novembre au 01 Décembre 2015 à l'université, Mohammed Boudiaf d'Oran, Algérie.

Effet d'une pollution agricole induite par l'application d'un traitement herbicide sur un modèle végétal *Triticum durum* Desf. Ferfar, M., Meksem Amara, L., Meksem, N., Bensaid, M. et Djebbar, M.R. au Séminaire National sur la Bioremédiation et bioindication, le 07 et 08 Décembre 2015 à l'université 08 Mai 1945 Guelma, Algérie.

Evaluation de l'effet d'un produit sulfonyluré sur la croissance de *Triticum durum* Desf. Ferfar, M., Meksem Amara, L., Meksem, N., Bensaid, M., Yaiche, F. Et Djebbar, M.R. au Premier Séminaire National Environnement, Risque et Santé, organisé le 06 et 07 Décembre 2016 à l'Université Mohammed-Chérif Messaâdia, Souk Ahras, Algérie.

Etude de quelques biomarqueurs de stress oxydant chez T.durum suite à l'application d'un herbicide sulfonyluré. Ferfar, M., Meksem Amara, L., Meksem, N., Bensaid, M.,

Yaiche, F. Et Djebbar, M.R. au Premier Colloque International en Toxicologie et santé, à l'université 08 Mai 1945 Guelma, Algérie.

Liste des communications orales

Evaluation de l'effet d'un sulfonilurée Sekator OD sur une variété de blé dur (*Triticum durum* Desf). Ferfar, M., Meksem Amara, L. et Djebbar, M.R. lors des 6èmes journées scientifiques Internationales sur la Valorisation des Bioressources du 01 au 03 Mai 2015, à Monastir, Tunisie.



Research Article

ISSN : 2277-3657
CODEN(USA) : IJPRPM

Phytotoxic effects of a sulfonylurea herbicide on two varieties of durum wheat (Triticum durum Desf)

FERFAR MERIEM¹, MEKSEM AMARA LEILA¹, GRARA NOUDJOU², MEKSEM NABILA¹, BENSALD MAROUA¹ and DJEBAR MOHAMMED REDA¹.

¹ Cellular Toxicology Laboratory, Department of Biology, Faculty of Sciences, Badji Mokhtar-Annaba University, P.O. Box 12, 23000 Annaba, Algeria.

² Department of Biology, SNV-STU faculty, 8 Mai 1945 University, Guelma, BP 401,2400 Algeria
E-mail: grara120@yahoo.fr

ABSTRACT

Sulfonylureas (herbicides) act by inhibiting acetolactate synthase, an enzyme responsible for the biosynthesis of amino acids. Studies have shown that perspiration and metabolism in weeds became almost zero few hours after application of the herbicide. In this work, we have studied several parameters: percentage germination after 48 and 96 h of treatment, leaf surface, the water content of the leaf, Content of total protein and measuring the catalase activity in *Triticum durum Desf*: Varieties Semito and Cirta. The goal is to detect oxidative stress phenomena under the effect of different concentrations of a sulfonylurea: Sekator[®], using the following concentrations: in vitro (0, 3, 6 and 12 nMol) and in vivo (0, 56, 112 and 225 nMol), after 14 days of treatment. Our results show that treatment (Sekator) disrupts the process of seed germination and plant growth and confirm the presence of oxidative stress, which results in a significant loss of water in the cells, causing a voltage between the plasma membrane and the cell wall. The plant responds to this dehydration by reducing the leaf area and the prolonged closure of the stomata, which causes disruption of the photosynthetic process while contributing to the conservation of water resources. We also recorded a reduction of the total protein content and a stimulation of catalase activity in a dose-dependent effect. The strong stimulation of proteolysis is generated to produce the AA necessary for the survival of the plant. Stimulation of catalase activity can be explained by the activation of detoxification mechanisms.

Keywords: herbicide, oxidative stress, sekator[®], sulfonylurea, *Triticum durum*.

INTRODUCTION

Wheat is one of the major cereal crops in the temperate zones and represents an important component of the human diet because of the universal use of its grains for the production of flour and semolina, the basic ingredients of bread and other bakery product and pasta (1). Besides starch, proteins, dietary fiber and minerals, whole wheat grains are known for their unique health value due to their high and peculiar content in non-nutrient biologically active compounds, known as phytochemicals. They include a wide variety of both water- and fat-soluble compound: phenolic acids (belonging to the benzoic and cinnamic acid families), flavonoids, anthocyanidins, lignans, carotenoids, tocotrienols, tocopherols, phytosterols (2).

Cereals hold an important place in agricultural research programs. In Algeria, this place is more important because the country wants to achieve stable production of cereals, especially concerning wheat and barley (3). To achieve the

required standards and the economically viable levels of production, the farmers have to use products phytosanitary to protect crops against weed, pests or fungal diseases (4).

In Algeria, the usage of quantitative and qualitative, but disorganized in general, of pesticides, is common as agricultural practice. This may be due to its climate and the biological activity in soils that these elements undergo a better dynamic (5). Among many homologous pesticides in Algeria; forty are widely used by farmers (6).

In recent years, several herbicides as individual or pre-mix formulations belonging to a different family group specially sulfonylurea were registered in Algeria for weed control of durum wheat. Sulfonylurea group shows extremely high herbicidal potency at a very low dose that reduces the amount of chemical applied to the field very lower than conventional herbicides. (7).

Herbicides that inhibit amino acid biosynthesis are useful tools in weed management and have been particularly successful because of their low toxicity in mammals, as these herbicides inhibit pathways that are lacking in mammals. There are several types of herbicides whose targets or primary sites of action are associated with the specific inhibition of enzymatic activity in the biosynthetic pathways for amino acids. One such group of herbicides comprises compounds that inhibit the biosynthesis of branched-chain amino acids (Valine, leucine, and Isoleucine) through the inhibition of acetolactate synthase (ALS, EC 4.1.3.18), also referred to as acetohydroxyacid synthase (8)

ALS inhibitors include the active ingredients of several classes of chemicals and have become one of the most widely used types of herbicides because of their wide-spectrum weed control activity, high crop selectivity, low required application rates and low toxicity in mammals (9).

The analysis of the mechanisms of response to the oxidative stress or xenobiotic interactions oxidative stress can thus allow a better understanding of the processes of response the xenobiotic (10).

All plants have evolved a series of non-enzymatic and enzymatic antioxidant systems to cope with herbicidal stress and avoid Photodynamic damage by either stress tolerance or stress avoidance. Nevertheless, little, if any, research has explored the antioxidant activities on neonicotinoid (11).

A wide variety of plant response assessment techniques have been used to measure effects on non-target plants. These included visual symptom, plant height, plant biomass, root, leaf growth and flowering response, and complex measurements of such as biochemical and nutritional response (12).

This study aims to evaluate the effect in the laboratory of the sulfonylurea herbicide Sekator on the seed germination percentage, the leaf area, the water content of the leaves and on the biochemical composition (total protein) and activity of a specific enzyme oxidative stress: catalase in two varieties of *Triticum durum* Desf: Semito and Cirta.

Materials and Methods

2.1. Biological material

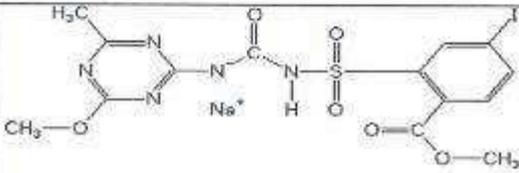
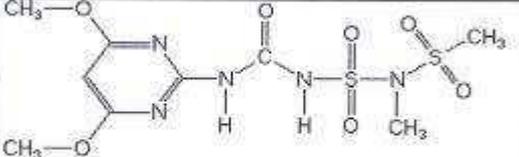
The biological material used in this work is durum family Poaceae specifically *Triticum durum* Desf. The samples come from the Interprofessional Algerian Office of Cereals (IAOC) El Hajar, Annaba, Algeria. We used two varieties: Semito and Cirta.

2.2. Herbicide

Sekator® OD offers unparalleled performance for the control of broadleaf weeds present in the wheat fields. It contains two active substances (Table 1): Iodosulfuron-methyl-sodium (25g/l) and Amidosulfuron (100g/l). This herbicide belongs to the sulfonylureas, it has an oily formulation miscible with water.

Iodosulfuron- methyl- sodium and Amidosulfuron are absorbed by the leaves, they are carried by ascending and descending systems engineering in the adventitia. They block the synthesis of essential branched-chain amino acids: Valine, leucine, and Isoleucine, responsible for cell division in the meristems of plants by inhibiting acetolactate synthase (ALS) (13).

Table I: Chemical structure of active substance of herbicide Sekator (14).

Active substance	Chemical structure	Chemical formula
Iodosulfuron-methyl-sodium		C ₁₄ H ₁₃ IN ₅ NaO ₆ S
Amidosulfuron		C ₉ H ₁₃ N ₅ O ₇ S ₂

2.3. Analyzes and Measurements

2.3.1. Seed germination percentage

Seeds of *Triticum durum* Desf: Semeto and Cirta, were sterilized with 5% sodium hypochlorite for 3 min. After being washed with distilled water several times, the seeds were incubated in Petri dishes containing 3, 6 and 12 nMol of the systemic herbicide Sekator. The experiment was performed in 9 cm diameter sterilized Petri plates containing filter paper soaked in Herbicide solutions. 10 seeds were placed in each Petri plate separately. Untreated Petri plates served as control. The seeds were germinated under controlled conditions. Small amounts of respective herbicide's solutions were added when it was obvious that Petri dishes were beginning to dry out. The number of germinated seeds was scored after 48 and 96 hours. All tests were repeated three times (15).

2.3.2. Performing the Physio-biochemical tests

The culture was carried out in plastic pots filled with a mixture of soil, potting soil and gravel (5V: 4V: 1V). Using a pencil, we made holes about 2 cm, and we deposited 10 seeds per pot. A spray of 150 ml of the herbicide's solutions (0, 56, 112 and 225 nMol) per pot was performed three times per week for 14 days. (Faucet water for controls and the prepared solutions for treated)

2.3.3. Measuring of the Leaf Area

It is estimated by the method of (16). Which consists in the determination of WF: the weight of the layer representing the leaf, Wq: corresponding to a known area Aq of a square of the same paper layer. It is calculated using the following formula:

$$LA (cm^2) = (WF \times Aq (cm^2)) / Wq (cm^2).$$

2.3.4. Measuring the Water Content of the leaves

The amount of water contained in the leaves is calculated from their fresh weight (FW) and dry weight (DW) determined after drying in an oven at 105 ° C.

The average grade is calculated using the formula of (17):

$$WC (\%) = (FW - DW) / FW \times 100$$

2.3.5. Determination of the total protein content

The total protein of *T.durum* is made by the method of (18), using Coomassie blue (G250, Merck) as a reagent and bovine serum albumin (BSA, Sigma) as a standard protein. The absorbance reading is carried out at the wavelength of 595 nm.

2.4. Enzymatic assay

2.4.1. Determination of catalase activity (CAT)

The spectrophotometric assay of catalase activity (CAT) is produced by the method of

(19). The decrease in the DO is recorded for 1 min, for a wavelength of 240nm, and a linear molar extinction coefficient $\xi = 39,400\text{cm.M.L}$. To a final volume of 3ml. The reaction mixture contained 100 μl of the crude enzyme extract, 50 μl of hydrogen peroxide H_2O_2 was 0.3% and 2.8 ml Na K buffer (50 mM Na K, pH = 7.2). The reaction is initiated by the addition of hydrogen peroxide and catalase activity is expressed in nmol /min / mg protein.

2.5. Statistical analysis

The results were analyzed statistically using the Minitab16. The data are represented by the mean plus or minus the standard deviation ($m \pm \text{SD}$). Means were compared in pairs with the Student t test. The significance level was $p \leq 0.05$.

Results

3.1. Seed germination percentage

Figure 01 and 02, represents the effect of Sekator on the seed germination percentage. For Semeto variety, a highly significant difference ($p \leq 0.01$) was recorded for the treated with the C3 (12 nMol) after 96h and a significant difference ($p \leq 0.05$) was observed in all the rest of the treaties compared to the control after 48 and 96 hours of treatment. For Cirta variety, after 48h of treatment, a non-significant difference ($p > 0.05$) were observed in the treated with the C1 (3 nMol), a significant diminution ($p \leq 0.05$) of the seed germination percentage of the treated with the C2 (6 nMol) and a highly significant diminution for the treated with the C3. After 96h, Cirta seeds present a non-significant diminution of the germination percentage of the treated with the C1 and C2 and a highly significant difference in the treated with the C3.

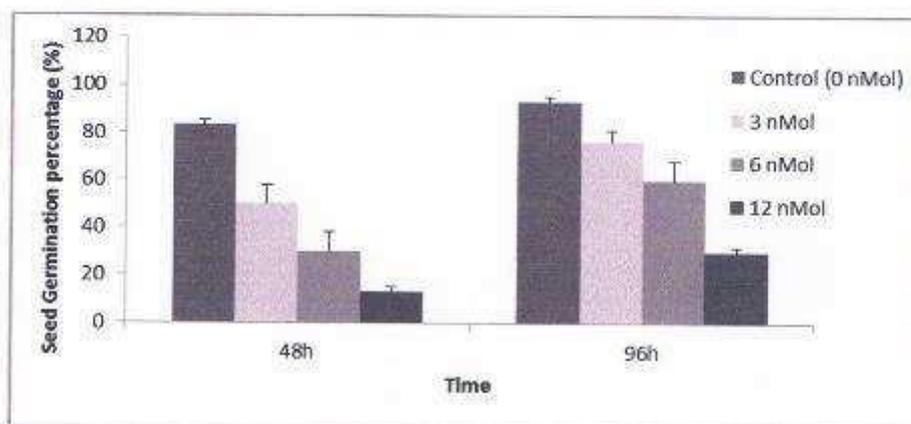


Figure 01. Effect of three concentrations of Sekator on the seed germination percentage in *T.durum*: Variety Semeto, after 48 and 96 hours ($m \pm \text{SD}$, $n=3$).

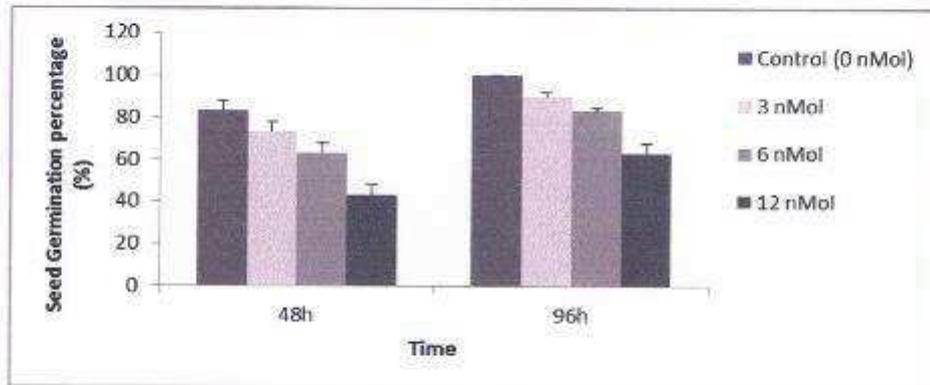


Figure 02. Effect of three concentrations of Sekator on the seed germination percentage in *T. durum*: Variety Cirta, after 48 and 96 hours ($m \pm SD$, $n=3$).

3.2. Measuring of the Leaf Area

The results of the measurement of the leaf area after 14 days of treatment by the Sekator on *T. durum* are represented in figure 03. For Semito variety, a significant ($p \leq 0.05$) decrease of the leaf area was recorded when we treated with the C1 (56nMol) and a highly significant ($p \leq 0.01$) decrease for the treated with C2 (112 nMol) and C3 (225nMol) compared to the control. For Cirta variety, we recorded a very highly significant ($p \leq 0.001$) decrease of the leaf area for all the treated.

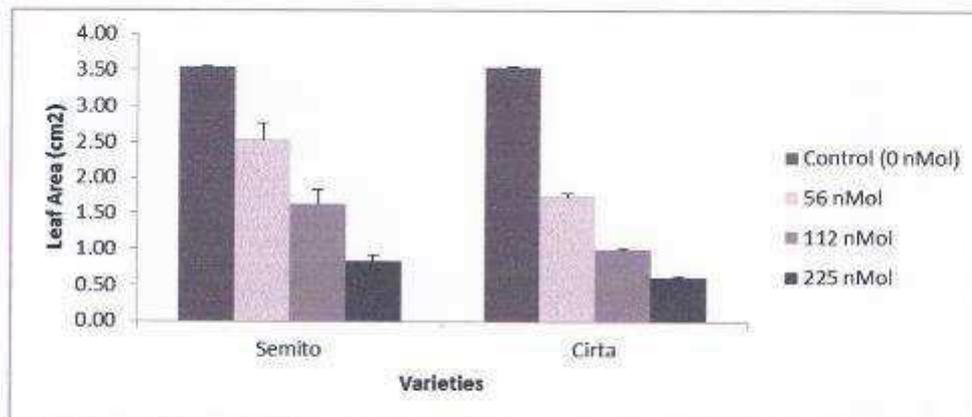


Figure 03. Effect of three concentrations of Sekator on the Leaf Area in *T. durum* Varieties: Semito and Cirta, after 14 days of treatment ($m \pm SD$, $n=3$).

3.3. Measuring the Water content of the leaves

Figure 04; show the results of the water content of the leaves after 14 days of treatment with Sekator. For the Semito variety, we observed a significant ($p > 0.05$) decrease in the water content when we treated with the C1 (56 nMol) and a very highly significant decrease for the treated with C2 (112nMol) and highly significant decrease for the treated with C3 (225nMol). For the Cirta variety, we noticed a highly significant decrease ($p > 0.01$) of the water content for the treated with the C1, C2, and the C3.

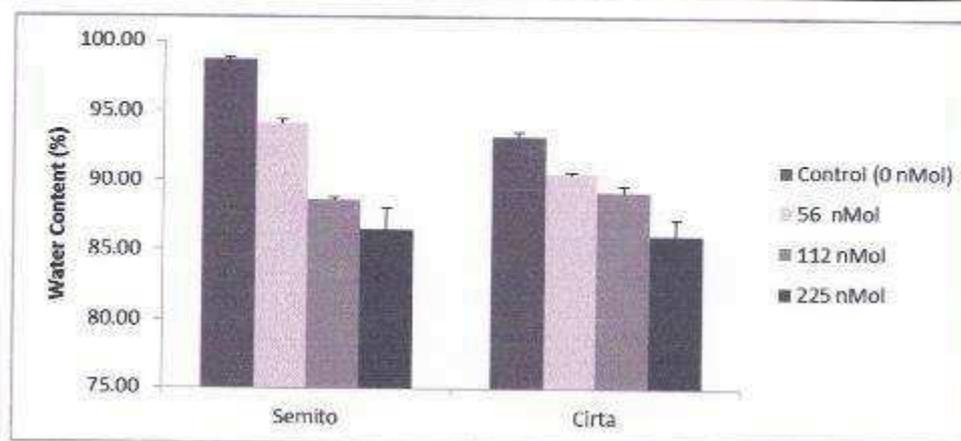


Figure 04. Effect of three concentrations of Sekator on the water content of the leaves in *T.durum* Varieties: Semito and Cirta, after 14 days of treatment ($m \pm SD$, $n=3$).

3.4. Effects of Sekator on the content of total protein Content ($\mu\text{g}/\text{mg}$ of MF)

The figures 04, illustrate the effects of the Sekator on the total protein content among the two varieties, we note a non-significant stimulation of total protein ($p > 0.05$) of the treated with the C1 (56nMol) by contribution to the control, for the two varieties. For Semito, a highly significant ($p=0.01$) and very highly significant ($P= 0.000$) decrease was observed in the leaves of the treated with C2 and C3 respectively. For Cirta, a significant ($p < 0.05$) decrease was noticed for the C2 treaties and a highly significant decrease ($p < 0.01$) for the C3 treaties.

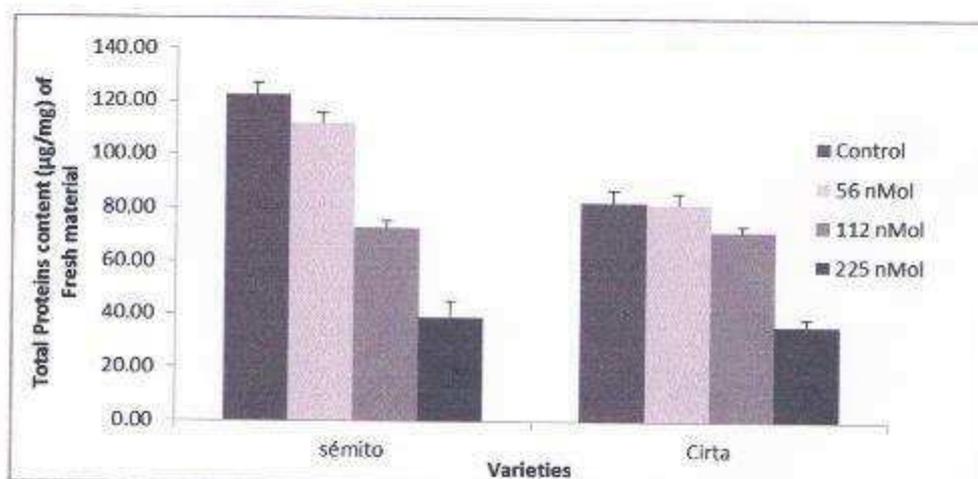
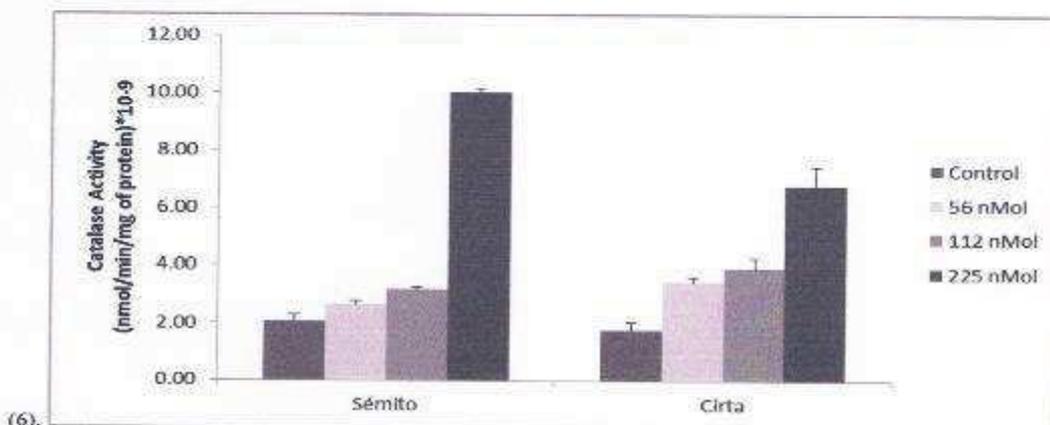


Figure 05. Effect of three concentrations of Sekator on the total protein content in *T.durum* Varieties: Semito and Cirta, after 14 days of treatment ($m \pm SD$, $n=3$).

3.5. Measuring of the Catalase activity

The figure 06, represent the effect of Sekator on the catalase activity. The obtained results reveal that the catalase activity increases significantly ($p < 0.05$) for the treated with the C1 (56 nMol) for the Cirta variety but it is not significant for the treated with the C1 and C2 for Semito variety and also increases highly significantly for the

treated with the C2 (112 nMol) for Cirta variety, and increases with highly significant differences for the treated with C3 (225nMol) by the contribution to the control of the both varieties.



(6). **Figure 06.** Effect of three concentrations of Sekator on the Catalase activity in *T.durum* Varieties: Semito and Cirta, after 14 days of treatment ($m \pm SD$, $n=3$).

Discussion

In plant cells, an antioxidant defense mechanism has been developed for protection against reactive oxygen species and avoids the failure of the control system. To analyze the level of oxidative stress induced by treatment with Sekator in leaves of *T. durum*, we measured several parameters related to stress, with a counting of seed germination percentage, the measuring of the leaf area, the water content on leaves, the rate of total protein, and the activity of a detoxification enzyme, namely Catalase (CAT).

The application of the three concentrations of Sekator has a harmful effect on the seed germination percentage, and a significant decrease was recorded for the two varieties. The results of (15); (20); (21) show that under abiotic stress the germination processes are disrupted and a decrease of the seed germination percentage was noticed. However, the results of (22) indicate that seed pre-soaking for 2 and 4 h with La^{2+} and a mixture of different REEs at low concentrations has no effects on the germination of *T. durum* seeds.

The results show that the treatment with the herbicide significantly reduced the leaf area in the two varieties of *T.durum*. This can be the response of vegetables to the dehydration: it contributes to the preservation of water resources, what allows the survival of the plant (23). Our results are similar to those in works of (24) where the leaf area of durum wheat was significantly reduced under a water stress. The results of (25) are also similar to these results.

The measurement of the water content in leaves shows a significant decrease in Semito and cirta. This decrease resulted from the reduction of water loss through stomatal closure; this action is a means of plant adaptation to unfavorable environmental factors (26). These results are in agreement with those of (24) which states that water stress showed a sizable drop in the water content of leaves.

The observed results for the determination of total protein in leaves indicate a significant decrease of the protein during treatment with high concentrations. An increase in the amino acid content and a decrease in the soluble protein content decrease is very well-known effects of herbicides inhibiting amino acid biosynthesis. The increased amino acid pool is thought to be derived from a rise in protein turnover, suggesting that proteases might be involved

in protein degradation to provide plants with amino acids that cannot otherwise be synthesized due to herbicide inhibition (8). However, the work of (21) shows a significant stimulation of protein synthesis due to salt stress in the variety Benbachir, unlike Semito range where no effects were recorded. (27) have also recorded a very significant increase in protein levels by treating *Elodea canadensis* and *Lemna minor* by the Callifop 36EC which suggests a protein availability in the leaf tissue can essentially be used in the development of the reproductive process.

The stimulating effect observed in both varieties following treatment with the Sekator, on catalase activity, key antioxidant enzymes in the cell, is a response to the overproduction of H₂O₂, thus absorbing active ingredients in the pesticide would be responsible for the synthesis of free radicals in large quantities thus generating a real oxidative stress (15). It is well known that many abiotic stresses induce an increase in the antioxidant systems that may not be able to counteract the negative effects on plant growth and/or metabolism (28); (29); (27); (20); (21).

The results obtained in our study show that the herbicides that inhibit amino acid biosynthesis cause a slow plant death, characterized with a several physiological effects and disequilibria of the plant metabolism. The application of different concentrations of Sekator on the durum wheat varieties: Semito and Cirta seriously affect the seed germination. The treatment with the stronger concentration causes an important decrease of the leaf area and the water content of the leaves to preserve water resources and avoid water loss through stomatal closure. To provide plants with amino acids that cannot be synthesized due to herbicide inhibition a reduce in the content of total protein is explained by their degradation. The potential for the accumulation of sekator in *T.durum* and the capacity of this plant survived the xenobiotics in developing antioxidant enzymes that protect cells metabolizing the pesticide in question. A stimulation of the activity catalase has been recorded to help plant to survive the oxidative stress.

References

1. Adom, K.K., Sorrells, M.E., Liu, R.H. (2003). Phytochemical profiles and antioxidant activity of wheat varieties. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 51: 7825e7834.
2. Liu, R.H. (2007). Whole grain phytochemicals and health. *Journal of Cereal Science* 46: 207-219.
3. Issaad, G. (2013). Statut nutritionnel et plasticité de réponses aux stress chez un modèle végétal: *Triticum durum* Desf. Thèse de doctorat LMD. UniversitéBadji Mokhtar Annaba.
4. Samuel, O., Saint-Laurent, L. (2001). Prevention guide for users of pesticides in vegetable farming.
5. Zouaoui, A., Cheloufi, R., Messaadia, H. (2013). The impact of herbicides on the dynamic of the organic carbon in soil. *Albanian j. Agric. Sci. University of Tirana* 12 (2): 223-228.
6. Bouziani, M. (2007). L'usage immodéré des pesticides. De graves conséquences sanitaires. Le guide de la médecine et de la santé. *Santé Maghreb*.
7. Bahrapor, T., Sharifziveh, P. (2013). Effects of Residue Sulfonylurea Herbicides on Wheat. *International Journal of Agronomy and Plant Production*4 (10): 2707-2713.
8. Zulet, A., Gil-Monreal, M., Villamor, J.G., Zabalza, A., van der Hoorn, R.A.L. *et al* (2013). Proteolytic Pathways Induced by Herbicides That Inhibit Amino Acid Biosynthesis. *PLoS ONE* 8 (9): e73847 do: 10.1371/journal. Phone. 0073847.
9. Zhou, Q., Liu, W., Zhang, Y., Liu, K. (2007). Action mechanisms of acetolactate synthase inhibiting herbicides. *PesticBiochemPhysiol*89: 89-96.
10. Ramel, F. (2009). The implication of soluble sugars in response to xenobiotic and oxidative stress in *Arabidopsis thaliana*. Thesis status in Life Sciences and Environmental Ph.D. University of Rennes.
11. Yao, X., Min, H., Lü, Z., and Yuan, H. (2006). Influence of acetamiprid on soil enzymatic activities and respiration. *European Journal of Soil Biologie*, 2:120-126.

12. Obrigawitch, T.T., Cook, G., Wetherington, J. (1998). Assessment of Effects on Nontarget Plants from Sulfonylurea Herbicides Using Field Approaches. *Pestic. Sci* 52:199-217.
13. Bayer Crop Sciences, fiche données de sécurité conformément au règlement (CE) N°1907/2006. Version 1 / EU, 2011.
14. Souahi, H., Meksem Amara, L., Grara, N., Djebbar, M.R. (2015). Physiology and biochemistry Effects of Herbicides Sekator and Zoom on Two Varieties of Wheat (Waha and HD) in Semi-Arid Region. *Annual Research & Review in Biologie*, 5 : 449-459.
15. Meksem, L. (2007). Effects of two fungicides; Flamenco SC and Tilt 250 EC on the physiology, growth, and energy metabolism of the roots of *Triticum durum* Desf: GTA varieties and Vitron. Ph.D., Badji Mokhtar University, Annaba, Algeria.
16. Paul, M.H., Planchon, C., Ecochard, R. (1976). Etude des relations entre le développement foliaire, le cycle de développement et la productivité chez le soja. *Amélio plants* 29 : 479 -492.
17. Monneveux, Ph., Nemmar, M. (1986). Contribution à l'étude de la résistance à la sécheresse chez le blé tendre et le blé dur ; étude de l'accumulation de la proline au cours de cycle de développement. *Agronomie*: 583-590.
18. Bradford, M. (1976). A Rapid and Sensitive Method for the quantization of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye binding. *Analytical Biochem* 72: 248-254.
19. Cakmak, Horst, W.J., (1991). Effect of aluminum on lipid peroxidation, superoxide dismutase, catalase and peroxidases activities in root tips of soybean (*Glycine max*), *physiology plant* 83: 463-468.
20. Issaad, G., Djebbar, M.R., Berrebbah, H. (2013). Ros and redox signaling in the response of stems of wheat durum to abiotic stress. *International Journal of Biosciences* 3 (10): 298-305.
21. Graïbia, H., Souïki, L., Derbel, N., Berrebbah, H., Djebbar, M.R. (2014). Tolerance to salt stress applied on two local varieties of Durum Wheat, Benbuchir, and Sémito. *Journal of Biodiversity and Environmental Sciences*, Vol. 4, No. 1: 54-58.
22. D'Aquino, L., Concetta de Pinto, M., Nardi, L., Morgana, M., Tommasi, F., (2009). Effect of some rare earth elements on seed germination, seedling growth and antioxidant metabolism in *Triticum durum*. *Chemosphere* 75: 900-905.
23. Lebon, E., Pellegrino, A., Tardieu, F., Lecoeur, J. (2014). Shoot development in grapevine is affected by the modular branching pattern of the stem and intra and inter-shoot trophic competition. *Annals of Botany* , 93: 263 -274.
24. Mouellef, A. (2010). Caractères physiologiques et biochimiques de tolérance du blé dur (*Triticum durum* Desf.) au stress hydrique. Thèse de magistère. Université Mentouri Constantine.
25. Sbartaï, H., Djebbar, M.R., Sbartaï, I., Berrabbah, H. (2012). Bioaccumulation du Cd et du Zn chez les plants de tomates (*Lycopersicon esculentum L.*). Laboratoire de toxicologie cellulaire. Université Badji Mokhtar Annaba. *Comptes rendus – Biologies* 335; 9 : 585-593.
26. Djekoun, A., Planchon, C. (1992). Stomatal conductance photosynthesis and acetylene reduction rate in Soybean genotypes. *Can. J. Plant Sci* 72: 383 - 390.
27. Tlidjen, S., Meksem Amara, L., Bouchelaghem, S., Sbartaï, H., Djebbar, M.R. (2012). Effects of the herbicide Calliofop 36EC on growth, antioxidant enzyme response and respiratory metabolism in two aquatic plant *Elodea canadensis* and *Lemna minor*. *Advances in Environmental Biology* 6 (9): 2524-2530.

28. Mittler, R. (2002). Oxidative stress, antioxidants and stress tolerance. *Trends Plant Sci*9: 405–410.
29. Ippolito, M.P., Paciolla, C., d'Aquino, L., Morgana, M., Tommasi, F. (2007). Effect of rare earth elements on growth and antioxidant metabolism in *Lemna minor* L. *Caryologia*60: 125–128.

