



VITICULTURE 2006

Contrôle de *Xiphinema index*, nématode vecteur du court-noué de la vigne

Marc Chovelon- Grab Avignon

1. CONTEXTE DE L'ETUDE ET OBJECTIFS

Cet essai de lutte alternative a été mené en collaboration et en se basant sur les travaux réalisés par le CRITT-INNOPHYT de l'Université de Tours, l'UFPS et le LNPV de Fleury-les-Aubrais. En effet, si les propriétés insecticides des Alliées (famille de l'ail, de l'oignon, du poireau...) sont déjà bien connues, leur potentiel fongicide, acaricide ou encore nématocide reste à prouver. Quelques résultats sur le nématode *Meloidogyne incognita* ont cependant été publiés. Ainsi, les propriétés biocides des Alliées sont attribuées aux composés soufrés volatils produits par la dégradation des tissus. Ces molécules sont essentiellement des disulfures : le disulfure de diallyle (DADS), le disulfure de diméthyle (DMDS) et le disulfure de dipropyle (DPDS) (Arnault I. et al, 2005). L'utilisation possible de ces alliées en tant que biofumigants a suscité plusieurs études dont les résultats sont encourageants.

Cet essai, mis en place pour la première fois cette année au GRAB, consiste à trouver des alternatives à l'aldicarbe (Témik) dont la toxicité fait qu'il est déjà interdit sur la plupart des cultures et qu'il ne sera plus homologué sur vigne au 31/12/2007 (www.e-phy.agriculture.gouv.fr). L'objet de cette étude est donc d'évaluer et de comparer l'efficacité nématocide de différents extraits d'Alliées de synthèse, ce qui constituera la base d'une étude de longue haleine qui se poursuivra les années à venir.

En effet, l'objectif sera, dans un deuxième temps, de déterminer la dose optimale d'efficacité d'un ou de plusieurs composés soufrés préalablement sélectionnés, et cela à partir des extraits de synthèse, la dose initiale étant connue. Cela permettra, dans un troisième temps, de reporter cette dose optimale à une quantité de matière fraîche ou sèche de végétal. Cette étude a pour finalité de pouvoir, à terme, mettre une culture d'Alliées en place, ou alors d'enfouir dans le sol les déchets organiques de ces Alliées dans le but de limiter les populations de *X. index*.

2. MATERIEL ET METHODE

Le protocole a été élaboré d'après les publications de travaux effectués par le Laboratoire de Phytopathologie et de Protection des Plantes de Belgique (Coosemans J., 2005).

Matériel :

Contenant : Bocaux familiaux en verre de 1,5 L avec fermeture hermétique (X40)

Contenu :

- Terre de surface provenant de Bonnieux (Vaucluse), dans le Luberon. Elle est fine, sablo-limoneuse (ce qui facilite les extractions des nématodes car elle ne colmate pas) et contient très peu de matière organique (600 mL de terre / bocal).
- Racines de figuier servant de substrat alimentaire pour les nématodes.
- Nématodes (100 *X. index* / bocal) comptés à la suite d'une extraction d'un pot de figuier constituant une « réserve » de *X. index* mis à notre disposition par M. Esmenjaud de l'INRA d'Antibes. La méthode d'extraction des nématodes (Cf. Annexe 1) a été réalisée au laboratoire du CEPEM (Centre d'Expérimentation pour la Pépinière Méridionale) quant aux comptages, ils ont été effectués sous loupe binoculaire.
- Produits testés et modalités : cet essai a été réalisé avec des produits de synthèse (inflammables et très nocifs) fabriqués par Sigma-Aldrich Biotechnology® (Cf. Annexe 2).
 - **DADS** (360 µL)
 - **DMDS** (360 µL) également très toxique et dangereux pour l'environnement.
 - **DPDS** (360 µL)
 - **Aldicarbe** Témik 10 g (0,128 g) fabriqué par Bayer Cropscience® et utilisé à une dose équivalente en plein champ, 200 kg/ha et servant de référence chimique. C'est un produit à action systémique, nématicide, insecticide, pouvant être utilisé de façon curative et préventive. Il présente des propriétés répulsives et peut interrompre les cycles de reproduction de certains nématodes.
 - **Témoin**

Méthode :

Voici les étapes suivies pour chaque bocal :

- ✓ Tamisage de la terre (600 mL / bocal) de façon à éliminer les éléments grossiers (cailloux, racines...) et stérilisation durant 10 minutes afin d'assurer l'absence de toute espèce susceptible d'être présente dans la terre,
- ✓ Ajout du produit à tester (360 µL de DADS, DMDS ou DPDS) au fond du bocal sous la hotte aspirante en étant équipé de gants et masque car ces produits sont nocifs (sauf pour l'aldicarbe, préalablement dilué dans 200 mL d'eau, qui sera ajouté lors de la dernière étape),
- ✓ Ajout d'environ 300 mL de terre humide dans le bocal (les 600 mL ont été humidifiés avec 60 mL d'eau calculé empiriquement pour que la terre soit humide mais pas collante),
- ✓ Dépôt ensuite de quelques racines de figuier servant de substrat alimentaire pour les nématodes,
- ✓ Ajout de 100 *X. index* sur les racines à l'aide d'un entonnoir,
- ✓ Ajout des 300 mL de terre humide restante,
- ✓ Fermeture du bocal étiqueté avec la date, la modalité et le numéro de répétition pour un temps d'application de 7 jours,
- ✓ Dégazage (car fumigants) de 15 h au bout d'une semaine,
- ✓ Pour chaque bocal, pesée puis extraction par élutriation* au CEPEM,
- ✓ Comptage sous loupe binoculaire du nombre de *X. index* vivants pour chaque modalité pendant 7 jours à compter de la date d'extraction car on peut considérer qu'au bout de cette durée, 95 % des nématodes sont passés dans la bassine.

2.1 Réalisation des expériences

Cet essai comporte 5 modalités et 8 répétitions, ces dernières étant effectuées en deux temps afin de pouvoir « gérer » au mieux les extractions et les comptages des nématodes (4 répétitions = 20 bassines).

| Répétitions | Début manip. | Dégazages | Extractions | Fin comptage |
|-------------|--------------|-----------|-------------|--------------|
| 1 et 2 | 18/07 | 25/07 | 26/07 | 2/08 |
| 3 et 4 | 19/07 | 26/07 | 27/07 | 3/08 |
| 5 et 6 | 9/08 | 16/08 | 17/08 | 24/08 |
| 7 et 8 | 10/08 | 17/08 | 18/08 | 25/08 |

Tableau 5 : Déroulement de l'essai

2.2. Observations

Les extractions faites, les nématodes vivants sont comptés pendant une semaine.

Le comptage s'est fait au laboratoire du CEPEM sous loupe binoculaire. L'eau résiduelle de chaque bassine, susceptible de contenir des *X. index* ayant migré à travers un filtre (mouchoir de cellulose), est versée dans un bécher et observée dans un verre de montre sous la loupe. Pour chaque modalité, les *X. index* vivants sont comptés et le nombre d'individus obtenu est reporté sur une grille de notations (Cf. Annexe 8)

2.3 Traitement des données

Ces comptages permettent par la suite de définir :

- Le **pourcentage moyen de mortalité par modalité** en faisant simplement la moyenne des comptages pour chaque modalité.
- L'**efficacité du produit testé** =
$$\frac{\text{Effectif } X. \text{ index Témoin} - \text{Effectif } X. \text{ index Modalité}}{\text{Effectif } X. \text{ index Témoin}}$$
 (formule de Abbott)

Les résultats de chaque modalité sont ensuite comparés au résultat obtenu pour le témoin grâce à des tests statistiques.

3. RESULTATS ET INTERPRETATION

Voici les résultats obtenus concernant la mortalité et l'efficacité des produits testés :

| Modalité | Témoin | DADS | DMDS | DPDS | Aldicarbe |
|--------------------------------|-------------|------------|------------|------------|------------|
| Mortalité moyenne | 71,2% | 99,9% | 100% | 99,1% | 98,1% |
| Efficacité nématocide | - | 99,6% | 100% | 97% | 93,5% |
| Position par rapport au témoin | Equivalente | Supérieure | Supérieure | Supérieure | Supérieure |

Tableau 6 : Mortalité et efficacité de chaque modalité

Des tests statistiques ont ensuite été réalisés via le logiciel StatboxPro® et notamment une ANOVA à 1 facteur. Cependant, le test de l'ANOVA totale a révélé des interactions traitements / blocs et la présence de résidus suspects. Nous avons donc analysé la cartographie des résidus pour en déterminer l'origine puis nous avons réitéré le test en enlevant le bloc suspect et ainsi de suite jusqu'à ce qu'il n'y ait plus de résidu suspect (test final avec 3 blocs sur les 8 initiaux).

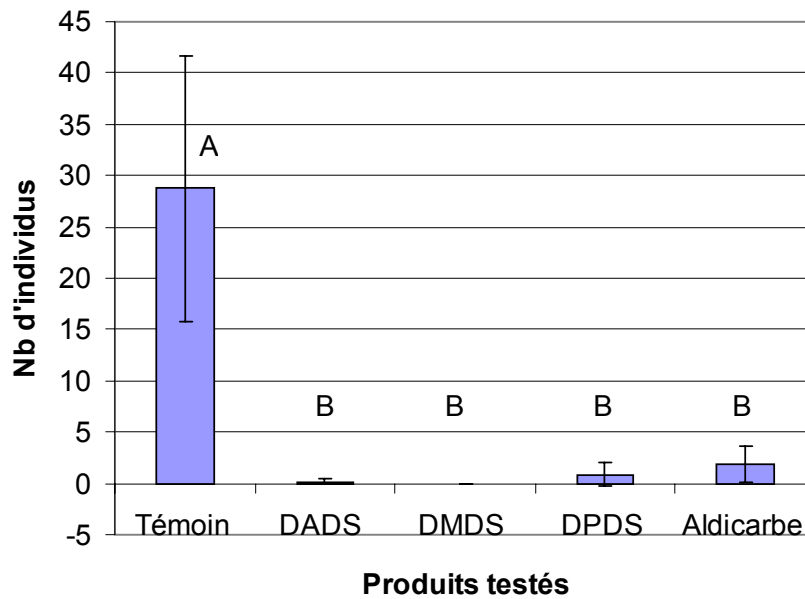
Le test paramétrique de Newman-Keuls, qui permet de constituer des groupes homogènes de traitements par comparaison des moyennes, a donc été utilisé dans ces conditions, avec 3 blocs.

| F1 Traitement | LIBELLES | MOYENNES | GROUPES HOMOGENES | |
|------------------|-----------|----------|----------------------|---|
| 1.0 | Témoin | 46 | A | |
| 4.0 | DPDS | 1 | | B |
| 5.0 | Aldicarbe | 0,333 | | B |
| 3.0 | DMDS | 0 | | B |
| 2.0 | DADS | 0 | | B |

Tableau 7 : Test de Newman-Keuls au seuil $\alpha = 5\%$ appliqué à 3 blocs sur les 8 initiaux

L'interprétation des résultats étant cependant délicate, on a choisi le test de Kruskal-Wallis. Ce test a été réalisé une première fois avec le témoin et une seconde fois sans le témoin afin de tenter de séparer les produits entre eux.

- **Avec témoin** : on trouve une p-value = $2,20^E-04$. On la compare au seuil de signification $\alpha = 0,05$ et on constate que p-value < α . Par conséquent, au seuil de signification α , on peut rejeter l'hypothèse nulle d'absence de différence entre les 5 groupes. Autrement dit, il existe une différence significative entre les modalités.
- **Sans témoin** : la p-value = 0,086 et est telle que p-value > 0,05. La différence entre les 4 produits testés n'est donc pas significative.



Test de Kruskal-Wallis - Nombre de *X. index* vivants par modalité

Les conclusions faites ci-dessus sont mises en évidence par cet histogramme. En effet, on distingue bien 2 groupes homogènes A et B, ce qui confirme les résultats du test Newman-Keuls (cf. Tableau 7).

Nous pouvons ainsi, d'après les résultats obtenus après traitements statistiques, affirmer plusieurs choses.

D'une part, les différents produits testés à savoir l'aldicarbe, le DADS, le DMDS et le DPDS se différencient du témoin. Ces produits sont donc statistiquement efficaces et ont un effet nématocide contre le vecteur du court-noué mais il n'y a cependant pas de différences significatives entre ces différents produits.

D'autre part, on a pu constater une forte hétérogénéité entre les 4 premiers blocs et les 4 derniers. En effet, la simple observation des grilles de notations (Cf. Annexe 3) met en évidence l'effectif très bas des nématodes pour la modalité témoin. On peut expliquer cette hétérogénéité par le fait que les nématodes ont été en condition de stress entre leur extraction et le début des expériences.

4. DISCUSSION ET PERSPECTIVES

L'objectif de cette étude est de pouvoir présenter, à terme et dans un délai de temps correct, un protocole fiable et réalisable en plein champ. Afin d'y parvenir, des améliorations sont à suggérer pour les essais futurs. En ce qui concerne l'aldicarbe, il n'a pas été utilisé dans les conditions optimales, son temps de dissolution et d'application étant insuffisant. Il faudrait également écourter au maximum le temps « d'attente » des nématodes entre l'extraction et le début de l'essai. Ils ont été conservés au froid dans des tubes à essai et durant plusieurs jours pour ce qui est des 4 premiers blocs, ce qui les a sûrement affaiblis étant donné leur forte sensibilité aux changements de biotope.

Il serait également peut-être envisageable de supprimer une étape du protocole en prenant directement de la terre en place sur des parcelles contaminées par le court-noué et en partant d'un nombre initial de nématodes connu (estimation faite dans un volume de terre préalablement défini). On perdrait certes un peu de précision mais les pertes potentielles de nématodes seraient compensées par la limitation de tous leurs transferts.

5. ESSAI PLANTES NEMATOCIDES

5.1. Matériel et méthode

5.1.1 Méthode utilisée pour tester les propriétés nématocides d'une plante

Dans un premier temps, on extrait les *X.index* des pots de figuier dans lesquels ils ont été élevés. Ensuite, sous la loupe binoculaire, on récupère un à un les *X.index* afin de constituer des lots de 200. Ces lots de 200 nématodes sont mis en solution dans un bêcher.

Au cours d'une deuxième phase, la terre de vignoble est triée afin d'enlever les plus gros cailloux. Des pots de 2 litres ont été remplis au tiers de terre. On verse ensuite 100 *X.index* (la moitié de la solution contenue dans le bêcher), puis on remet un tiers de terre, puis les 100 *X.index* restants et enfin on complète le pot avec de la terre.

La troisième phase consiste à semer les différents végétaux sélectionnés.

5.1.2. Test des propriétés nématocides des plantes sélectionnés

- **Plantes sélectionnées**

Les plantes sélectionnées sont issues de travaux de l'équipe maraîchage du Grab et de données bibliographiques (Biopesticides d'origine végétale ;C.Regnault-Roger, B.JR Philogène, Ch. Vincent ;2002). Les différentes modalités sont :

- l'ail (*Allium sativa*)
- le ricin (*Ricinus communis*)
- la tagète minuta (*Tagetes minuta*)
- la tagète patula (*Tagetes patula*)
- la rue fétide (*Ruta graveolens*)
- la moutarde blanche (*Sinapis alba*)
- le sorgho comme témoin neutre
- l'aldicarbe comme référence

- **Mise en place de l'essai**

Au total, 64 pots ont été remplis (8 modalités et 8 répétitions). Dans chaque pots, 200 *X.index* ont été introduits. L'extraction des nématodes a eu lieu pendant la dernière semaine de Mars. Les semis ont été réalisés par la suite, pendant la première semaine d'Avril. Pour l'ail, des jeunes plants issus d'une culture plein champ ont été repiqués dans les pots.

- **Dispositif expérimental**

Chaque pot contenant 200 *Xiphinema index* est placé sous ombrière et bénéficie d'une irrigation par aspersion journalière. Les pots sont répartis aléatoirement à l'intérieur de chaque bloc. Suite à des dégâts d'escargots, l'ensemble des pots a été placé dans des bacs de sub-irrigation, afin de créer une barrière physique aux gastéropodes. L'unité expérimentale est 1 pot.

5.2. Résultat

5.2.1. Test plantes nématocides

L'extraction par élutriation des nématodes a commencé le 18 septembre.

Compte-tenu du nombre de pots, nous avons commencé par analyser les deux premiers blocs, soit 16 pots.

Les résultats des comptages sont décevants : aucun *X. index* n'a été extrait sur l'ensemble des pots, y compris dans le témoin.

L'inoculation de 200 nématodes ne suffit pas à installer et maintenir une population pendant les 5 mois et demi de l'expérimentation.

A la suite de ces premiers résultats et compte-tenu du temps passé consacré à l'élutriation et aux comptages, il a été décidé de suspendre l'expérimentation.

5.2.2. Conclusion et proposition d'évolution du protocole

L'élevage des nématodes pendant près de 6 mois, dans nos conditions d'essai est un échec.

Les *Xiphinema* sont très sensibles aux variations de leur milieu de vie.

Nous proposons donc de réaliser les expérimentations avec de la terre contenant naturellement des *Xiphinema index*, avec implantation d'un plan de figuier par pots pour faciliter la multiplication des nématodes. C'est sur ces supports que les différentes plantes seront semées.

L'évaluation des populations de nématodes sera faite par sondage avant semis et après une durée de contact qui reste à définir mais qui sera de plusieurs mois.

ANNEXE 1 - Protocole d'extraction des nématodes *Xiphinema index* (CEPEM)

I. Remise en suspension

Dans un seau, vider le pot de terre et laver le pot avec de l'eau au dessus du seau.
Malaxer la terre pour la remettre en suspension dans l'eau.

Faire passer à travers une passoire le contenu du seau, pour garder seulement les éléments grossiers. Récupérer l'eau dans un autre seau.

Laver le contenu de la passoire à l'eau claire au dessus de seaux propres. Quand toute la terre est partie de la passoire, peser la passoire. Jeter les éléments grossiers.

Au final, on obtient entre 3 et 4 seaux de rinçage de la passoire.

II. Réduction du volume d'eau

L'ensemble du volume de liquide contenu dans les seaux de rinçage est passé au tamis 63 μm . On ne garde que le contenu du tamis (tamis de préférence incliné).

Le but est d'avoir un seul seau. Le fond des seaux est lavé et recueilli directement dans le seau final.

III. Séparation des nématodes

L'élutriateur est réglé sur 0,7 L/min. Enfoncer le robinet dans la partie inférieure.

Ajouter de l'eau jusqu'au débordement par le tuyau intermédiaire. Boucher ce tuyau.

Mettre le contenu du seau dans l'élutriateur, rincer le fond doucement avec la poire pour ne pas incorporer de gros morceau de boue dans l'élutriateur.

Attendre que l'eau soit à environ 2 cm du bord, puis arrêter le robinet d'alimentation d'eau.

Récupérer dans un grand seau la partie inférieure en débouchant le tuyau intermédiaire.

Passer au tamis 63 μm le contenu du seau immédiatement (éviter la sédimentation des nématodes), ne pas filtrer le fond boueux du seau.

Laver le tamis et récupérer le contenu avec le minimum d'eau dans un erlenmeyer.

Attention : Bien laver l'élutriateur. Déboucher la partie inférieure et remettre en marche l'alimentation d'eau pour éviter que la boue n'entre dans les trous du robinet.

IV. Récupération des nématodes vivants

Utiliser un tamis assez grossier pour faire support. Etaler un mouchoir en papier dessus et le mouiller en faisant attention qu'il reste bien étalé.

Dans une assiette, verser de l'eau pour que lorsque l'on pose le tamis dedans, l'eau soit en contact avec le tamis. Poser le tamis sur l'assiette.

Verser le contenu de l'erlenmeyer sur le tamis, le rincer en disposant la terre uniformément dans l'assiette.

Laisser reposer, les nématodes vivants passeront à travers la cellulose et se retrouveront dans l'eau claire du dessous.

V. Comptage des nématodes

Soulever le tamis et récupérer l'eau de l'assiette dans un erlenmeyer.

Passer l'eau au tamis 5 μm pour réduire le volume d'eau.

Laver le tamis et mettre l'eau de rinçage dans l'erlenmeyer

Passer cette eau dans un tamis 1 μm .

Rincer de tamis et mettre l'eau dans une boîte de pétrie quadrillée.

Compter les *Xiphinema index*.

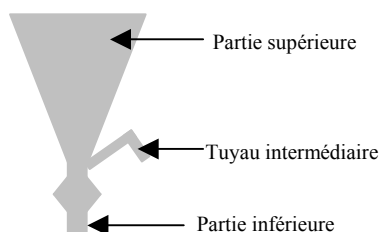


Schéma d'un élutriateur

**ANNEXE 2 - Caractéristiques chimiques et physiques des disulfures
(DADS, DMDS et DPDS)**

Diallyl disulfide (DADS)

| | |
|-------------------------------|--|
| Formule développée : | $\text{H}_2\text{C}=\text{CHCH}_2\text{S}_2\text{CH}_2\text{CH}=\text{CH}_2$ |
| Formule brute : | $\text{C}_6\text{H}_{10}\text{S}_2$ |
| Synonymes: | Allyl disulfide; Di-2-propenyl disulfide; 4,5-Dithia-1,7-octadiene |
| Poids moléculaire : | 146.26 g/mol |
| Densité par rapport à l'eau : | 1.01 |
| Température d'ébullition : | 79°C |
| Odeur : | Odeur d'ail |
| Couleur et risques : | Huile jaune pâle / F ; Xi |

Dipropyl disulfide (DPDS)

| | |
|-------------------------------|--|
| Formule développée : | $\text{H}_3\text{CCH}_2\text{CH}_2\text{S}_2\text{CH}_2\text{CH}_2\text{CH}_3$ |
| Formule brute : | $\text{C}_6\text{H}_{14}\text{S}_2$ |
| Synonymes: | Di-n-propyl disulfide; Propyl disulfide |
| Poids moléculaire : | 150.31 g/mol |
| Densité par rapport à l'eau : | 0.9599 (flotte) |
| Température d'ébullition : | 193.5°C |
| Odeur : | Odeur d'oignon |
| Couleur et risques : | Huile jaune pâle / F ; Xi |

Dimethyl disulfide (DMDS)

| | |
|-------------------------------|--|
| Formule développée : | $\text{H}_3\text{C S}_2 \text{CH}_3$ |
| Formule brute : | $\text{C}_2\text{H}_6\text{S}_2$ |
| Synonymes: | 2,3-dithiabutane ; Methyldithio methane ; |
| Poids moléculaire : | 94.19 g/mol |
| Densité par rapport à l'eau : | 1,06 |
| Température d'ébullition : | 109,6°C |
| Odeur : | Très désagréable |
| Couleur et risques : | Incolore / T+ ; F ; Xi ; N |

NB : Le DMDS peut être mortel s'il est inhalé, il est hautement toxique. Il provoque également des irritations de la peau et des voies respiratoires.

ANNEXE 3 - Grille de comptage des X. *index* vivants par modalité

| <u>Bloc 1</u> | | | | |
|--------------------|------------|-------|---------------|-----------|
| 26-juil | Poids brut | Tare | Poids net (g) | Total |
| <i>Témoin 1</i> | 1482,9 | 803,2 | 679,7 | 33 |
| <i>DADS 1</i> | 1516,5 | 800,5 | 716 | 0 |
| <i>DMDS 1</i> | 1487,8 | 800,8 | 687 | 0 |
| <i>DPDS 1</i> | 1506,4 | 800,1 | 706,3 | 4 |
| <i>Aldicarbe 1</i> | 1641,7 | 799,5 | 842,2 | 7 |

| <u>Bloc 2</u> | | | | |
|--------------------|------------|-------|---------------|-----------|
| 26-juil | Poids brut | Tare | Poids net (g) | Total |
| <i>Témoin 2</i> | 1528 | 799,2 | 728,8 | 10 |
| <i>DADS 2</i> | 1536,8 | 798,3 | 738,5 | 0 |
| <i>DMDS 2</i> | 1662,9 | 801,2 | 861,7 | 0 |
| <i>DPDS 2</i> | 1500,4 | 801,7 | 698,7 | 0 |
| <i>Aldicarbe 2</i> | 1711,2 | 797,6 | 913,6 | 0 |

| <u>Bloc 3</u> | | | | |
|--------------------|------------|-------|---------------|----------|
| 27-juil | Poids brut | Tare | Poids net (g) | Total |
| <i>Témoin 3</i> | 1585,6 | 797,2 | 788,4 | 0 |
| <i>DADS 3</i> | 1617 | 800 | 817 | 0 |
| <i>DMDS 3</i> | 1758,5 | 800 | 958,5 | 0 |
| <i>DPDS 3</i> | 1590,4 | 800,3 | 790,1 | 0 |
| <i>Aldicarbe 3</i> | 1796,9 | 800,4 | 996,5 | 3 |

| <u>Bloc 4</u> | | | | |
|--------------------|------------|-------|---------------|-----------|
| 27-juil | Poids brut | Tare | Poids net (g) | Total |
| <i>Témoin 4</i> | 1607 | 801,6 | 805,4 | 12 |
| <i>DADS 4</i> | 1693,9 | 799,5 | 894,4 | 0 |
| <i>DMDS 4</i> | 1635,4 | 801,4 | 834 | 0 |
| <i>DPDS 4</i> | 1600,8 | 801,4 | 799,4 | 0 |
| <i>Aldicarbe 4</i> | 1795,5 | 801,2 | 994,3 | 4 |

(suite grille de comptages)

Bloc 5

| 26-juil | Poids brut | Tare | Poids net (g) | Total |
|--------------------|------------|-------|---------------|-----------|
| <i>Témoin 5</i> | 1594,8 | 803,2 | 791,6 | 44 |
| <i>DADS 5</i> | 1647,8 | 800,5 | 847,3 | 0 |
| <i>DMDS 5</i> | 1506,4 | 800,8 | 705,6 | 0 |
| <i>DPDS 5</i> | 1503,8 | 800,1 | 703,7 | 0 |
| <i>Aldicarbe 5</i> | 1695,4 | 799,5 | 895,9 | 0 |

Bloc 6

| 26-juil | Poids brut | Tare | Poids net (g) | Total |
|--------------------|------------|-------|---------------|-----------|
| <i>Témoin 6</i> | 1577,7 | 799,2 | 778,5 | 46 |
| <i>DADS 6</i> | 1533,8 | 798,3 | 735,5 | 0 |
| <i>DMDS 6</i> | 1618,6 | 801,2 | 817,4 | 0 |
| <i>DPDS 6</i> | 1573 | 801,7 | 771,3 | 0 |
| <i>Aldicarbe 6</i> | 1679,2 | 797,6 | 881,6 | 0 |

Bloc 7

| 27-juil | Poids brut | Tare | Poids net (g) | Total |
|--------------------|------------|-------|---------------|-----------|
| <i>Témoin 7</i> | 1651,4 | 797,2 | 854,2 | 37 |
| <i>DADS 7</i> | 1666,1 | 800 | 866,1 | 1 |
| <i>DMDS 7</i> | 1670,4 | 800 | 870,4 | 0 |
| <i>DPDS 7</i> | 1612,9 | 800,3 | 812,6 | 0 |
| <i>Aldicarbe 7</i> | 1716,5 | 800,4 | 916,1 | 0 |

Bloc 8

| 27-juil | Poids brut | Tare | Poids net (g) | Total |
|--------------------|------------|-------|---------------|-----------|
| <i>Témoin 8</i> | 1599,3 | 801,6 | 797,7 | 48 |
| <i>DADS 8</i> | 1670,8 | 799,5 | 871,3 | 0 |
| <i>DMDS 8</i> | 1630 | 801,4 | 828,6 | 0 |
| <i>DPDS 8</i> | 1572,4 | 801,4 | 771 | 3 |
| <i>Aldicarbe 8</i> | 1721,2 | 801,2 | 920 | 1 |